



TECHNISCHE UNIVERSITÄT MÜNCHEN

Lehrstuhl für Tierernährung
Arbeitsgruppe Wildbiologie und Wildtiermanagement

**Vergleichende Untersuchung der Nahrung und
ernährungsphysiologischer Aspekte zweier Rehwildpopulationen in
Bayern**

Martina Hudler

Vollständiger Abdruck der von der Fakultät Wissenschaftszentrum Weihenstephan
für Ernährung, Landwirtschaft und Umwelt der Technischen Universität München zur
Erlangung des akademischen Grades eines

Doktors der Naturwissenschaften (Dr. rer. nat.)

genehmigten Dissertation.

Vorsitzender: Prof. Dr. Harald Luksch

Prüfer der Dissertation: 1. Priv.-Doz. Dr. habil. Andreas König
2. Prof. Dr. Wilhelm Windisch

Die Dissertation wurde am 24.05.2018 bei der Technischen Universität München
eingereicht und durch die Fakultät Wissenschaftszentrum Weihenstephan für
Ernährung, Landnutzung und Umwelt am 14.08.2018 angenommen.



Vom Forschungsdepartment Tierwissenschaften der Technischen Universität München als Dissertation angenommen.

Dekan: Prof. Dr.-Ing. Thomas Becker

1. Gutachter: Priv.-Doz. Dr. habil. Andreas König

2. Gutachter: Prof. Dr. Wilhelm Windisch

Vorsitzender: Prof. Dr. Harald Luksch

Datum der Disputation: 09.10.2018



„Den Schöpfer im Geschöpfe zu ehren, setzt voraus, das Geschöpf als Wesen und nicht nur als Objekt zu betrachten, zu werten und zu erhalten.“

hl. Franziskus von Assisi, I. Buch, XXIX, 81

Inhaltsverzeichnis

INHALTSVERZEICHNIS	4
GLOSSAR.....	6
ABBILDUNGSVERZEICHNIS	10
TABELLENVERZEICHNIS	10
ZUSAMMENFASSUNG	12
ABSTRACT	13
1. EINLEITUNG	14
1.1 PROBLEMSTELLUNG	14
1.2 STAND DER WISSENSCHAFT	18
1.3 FRAGESTELLUNG.....	23
1.4 LÖSUNGSANSATZ	25
2. MATERIAL UND METHODEN	31
2.1 UNTERSUCHUNGSGEBIET	31
2.2 PROBENGENERIERUNG	35
2.3 NAHRUNGS-AUFNAHME	37
2.3.1 Panseninhaltsmenge	37
2.3.2 Panseninhaltsbestandteile.....	37
2.3.3 Diversität und Ausgewogenheit der Panseninhaltsbestandteile	39
2.3.4 Relevanz der Panseninhaltsbestandteile	39
2.4 NAHRUNGSQUALITÄT	40
2.4.1 Nährstoffe der Nahrung	41
2.4.2 Umsetzbare Energie der Nahrung.....	47
2.4.3 Fermentationsparameter im Pansensaft	50
2.5 PHYSIOLOGIE	53
2.5.1 Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens	53
2.5.2 Kondition der Tiere	56
2.5.3 Stresssignale im Kot.....	57
2.6 PROBENMATERIAL	58
2.7 STATISTISCHE AUSWERTUNG.....	60
3. ERGEBNISSE	62
3.1 NAHRUNGS-AUFNAHME	62
3.1.1 Panseninhaltsmenge	62
3.1.2 Panseninhaltsbestandteile.....	63
3.1.3 Diversität und Ausgewogenheit der Panseninhaltsbestandteile	66
3.1.4 Relevanz der Panseninhaltsbestandteile	66
3.2 NAHRUNGSQUALITÄT	68
3.2.1 Nährstoffe der Nahrung	68
3.2.2 Umsetzbare Energie der Nahrung.....	72
3.2.3 Fermentationsparameter im Pansensaft	77
3.3 PHYSIOLOGIE	85
3.3.1 Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens	85
3.3.2 Kondition der Tiere	89
3.3.3 Stresssignale im Kot.....	92
3.3.4 Multifaktorielle Einflüsse auf die Physiologie	93
4. DISKUSSION	94
4.1 UNTERSUCHUNGSGEBIET	94
4.2 PROBENGENERIERUNG	95
4.3 ANGEWENDETE ANALYSEVERFAHREN	96
4.4 NAHRUNGS-AUFNAHME	104

4.4.1 Panseninhaltsmenge	104
4.4.2 Panseninhaltsbestandteile.....	105
4.4.3 Diversität und Ausgewogenheit der Panseninhaltsbestandteile	107
4.4.4 Relevanz der Panseninhaltsbestandteile	109
4.5 NAHRUNGSQUALITÄT	110
4.5.1 Nährstoffe der Nahrung	110
4.5.2 Umsetzbare Energie der Nahrung.....	118
4.5.3 Fermentationsparameter im Pansensaft	123
4.6 PHYSIOLOGIE	131
4.6.1 Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens	131
4.6.2 Kondition der Tiere	134
4.6.3 Stresssignale im Kot.....	136
4.6.4 Multifaktorielle Einflüsse auf die Physiologie.....	138
5. SCHLUSSFOLGERUNGEN	140
6. AUSBLICK	142
7. ANHANG	143
8. LITERATURVERZEICHNIS	152
ARBEITSANTEIL	171
VORVERÖFFENTLICHUNGEN.....	173
CURRICULUM VITAE.....	175
DANKSAGUNG	176
EIDESSTATTLICHE ERKLÄRUNG.....	178

Glossar

Ergänzend zu den Einheiten des internationalen Einheitensystems, den Symbolen für chemische Elemente und Verbindungen, sowie den Abkürzungen des Dudens (27. Auflage, Dudenverlag, 2017) wurden folgende Abkürzungen verwendet:

Abkürzung	Bedeutung
ACTH	adrenocorticotropes Hormon
ADF	Säure-Detergenzien-Faser
ADL	Säure-Detergenzien-Lignin
Ad libidum	ganz nach Belieben
AF	Alleinfuttermittel
AG	Arbeitsgemeinschaft
Agrarrehe	Rehe, die im landwirtschaftlich geprägten Habitat dieser Studie lebten.
Aliquot	Teilportion einer Probe, wenn die ganze Probe nicht komplett untersucht werden kann oder soll.
Annealing Temperatur	beschreibt die max. Temperatur, bei welcher sich die Nukleotidsequenzen noch an den komplementären DNA-Strang bindet.
Anthropogene Nahr.	Nahrung, die den Rehen künstlich zugeführt wird z.B. Kirrmais.
ANOVA	Varianzanalyse
Anthr	Anthropogenes
Aug	August
Az	Aktenzeichen
Bafrü	Baumfrüchte
Bak	Bakterien
bp	Basenpaare
Bock	männliches Reh
BS	Buttersäure
Bu	Buche
<i>Capreolus capreolus</i>	Europäisches Reh
d	Day bzw. Tag
d	Lichtweg = 1 cm
Diarrhö	Durchfall, Abgabe von flüssigem Stuhl
DE	verdauliche Energie
Dez	Dezember
D _i	Gesamtrockensubstanz prozentual
DNA	Desoxyribonukleinsäure
DM	Dry Matter = Trockensubstanz
DOA	Dioxoandrostane
E	Probeneinwaage
Ei	Eiche
EIA	Enzymimmunoassay
ES	Essigsäure

E _v	Elutionsvolumen
F	Verdünnungsfaktor
F-Wert	Fehlerquadratsumme
Feb	Februar
Feist	Fett
Feldfr	Feldfrüchte
Fer-produkte	Fermentationsprodukte
FFS	flüchtige Fettsäuren
Fi	Fichte
F _i	Auftretungsfrequenz
FO	forstlich geprägtes Habitat
For	Forward Primer
Fr	Frühling (März/April/Mai)
g	Gravitationskraft/Erdbeschleunigung (9,81 m/s ²)
g	Gramm
GB	Gasbildung
GB ₂₄	Gasbildung innerhalb 24 Stunden
GC	Gaschromatographie
GCM	Glukokortikoidmetaboliten
GDH	Glutamatdehydrogenase
Ge	Gerste
GE	Bruttoenergie
Geiß	weibliches Reh
H	Wert der Diversität
Habitat	Lebensraum einer Art
Habitatpräferenz	Habitat, welches von Tieren bevorzugt genutzt wird.
He	Herbst (Sep/Okt/Nov)
Hemi	Hemizellulose
HFT	Hohenheimer Futterwerttest
Homerange	Das Areal, welches ein Tier während seiner normalen Aktivitäten durchstreift.
Hrsg.	Herausgeber
II _i	Relevanzindex
Ingesta	aufgenommene Nahrung/Nahrungsbrei im Magen/Pansen
J	Wert der Ausgewogenheit
Jan	Januar
kg ^{0,75} KM	Einheit entspricht der metabolischen Körpermasse, dem stoffwechselaktiven Anteil des Körpergewichts
Kg	Kleegras
KH	Kohlenhydrate
Ki	Kiefer
Kitz	Rehjunges 0 - 1Jahr
kJ	Kilojoule
Km	Körnermais

Krä	Kräuter
Kryp	Kryptogamen (Pilze, Farne, Moose, Flechten)
l	Liter
LA	landwirtschaftlich geprägtes Habitat
Laktat	Milchsäure (L-Konfiguration = rechtsdrehend, D- Konfiguration = linksdrehend)
Laub	Laubbäume
LDH	Laktat-Dehydrogenase
Lign	Lignin
M	männlich
M ₁₋₃	Masse, 1-3 Ein-/Rückwaage bestimmter Objekte
max.	maximal
ME _A	umsetzbare Energie, berechnet für den allgemeinen Tageskonsum eines Rehes mit 20 kg ^{0,75} KM
ME	umsetzbare Energie
MG	Molekulargewicht
min.	minimal
MJ	Megajoule
MO	Mikroorganismen
n	Anzahl
NAD	Nikotinamid-adenin-dinukleotid
Nadel	Nadelbäume
NADPH	Nikotinamid-adenin-dinukleotidphosphat
NDF	Neutral-Detergenzien-Faser
NE	Nettoenergie
NFC	Nicht-Faser-Kohlenhydrate
NfE	stickstofffreie Extraktstoffe
NFI	Nierenfettindex
Nichtinden.	Nichtidentifizierbares
Nov	November
NPN	Nicht-Protein-Stickstoffverbindungen
p-Wert	Signifikanzwert
PCR	Polymerase Kettenreaktion
pg	Pikogramm
PIA	Panseninhaltsanalyse
Primer	Oligonukleotide, die als Startpunkt für DNA-replizierende Enzyme wie der DNA-Polymerase dienen.
PS	Propionsäure
Ps	Pansensaft
PV	Probenvolumen
q- PCR	Quantitative Realtime Polymerase Kettenreaktion
r	Korrelationskoeffizient
R ²	Bestimmtheitsmaß
Rev	Reverse Primer
RN	Rohnährstoffe

RNA	Ribonukleinsäure
rpm	Umdrehungen pro Minute
Sam	Samen
Schonzeit	Jahreszeit in der das Rehwild nicht erlegt werden darf, haupts. 16 Jan.- 30 April
SD	Standardabweichung
Sep	September
Setzzeit	Jahreszeit (Mai/Juni), in der die Rehgeißen ihre Kitze gebären
Sm	Silagemais
So	Sommer (Juni/Juli/Aug)
Staud	Stauden
Strä	Sträucher
Subadult	Reh zwischen dem ersten und zweiten Lebensjahr
T	Trockensubstanz/-gewicht der Probe
Ta	Tanne
Tab.	Tabelle
Temp.	Temperatur
TV	totales Assay Volumen
V	Volumen
Vd	Verdünnung
VDLUFA	Verband deutscher landwirtschaftlicher Untersuchungs- und Forschungsanstalten e.V.
VQ	Verdauungsquotient
VS	Valeriansäure
W	weiblich
W_{1-3}	Menge benötigter Säure oder Lauge
Waldrehe	Rehe, die im forstlich geprägten Habitat dieser Studie lebten.
Well	Taschenvertiefung einer Titerplatte
Wi	Winter (Dez/Jan/Feb)
Wi	Wiese
WS	Wildsilage
Wz	Weizen
\hat{x}	Median
\bar{x}	Mittelwert
XA	Rohasche
XF	Rohfaser
XL	Rohfett
XP	Rohprotein
Zellu	Zellulose
ΔE	Extinktion; Δ = Delta (Differenz)
ϵ	Extinktionskoeffizient

Abbildungsverzeichnis

ABBILDUNG 1: LAGE DER UNTERSUCHUNGSGEBIETE INNERHALB BAYERNS.	31
ABBILDUNG 2: FORSTLICH GEPRÄGTES UNTERSUCHUNGSGEBIET, WADLHAUSERGRÄBEN SCHORN/BREITWIES UND FORSTENRIEDER PARK.....	32
ABBILDUNG 3: LANDWIRTSCHAFTLICH GEPRÄGTES UNTERSUCHUNGSGEBIET, VORDERSARLING, RAMPOLDSTETTEN II UND WURMANNSQUICK	33
ABBILDUNG 4: SCHEMATISCHE VORGEHENSWEISE DER PROBENGEWINNUNG UND PROBENLAGERUNG.	36
ABBILDUNG 5: AUFBEREITUNGSSCHRITTE DER PANSENINHALTSMASSE	40
ABBILDUNG 6: NÄHRSTOFFGRUPPEN UND BESTANDTEILE GEMÄß DER WEENDER-FUTTERMITTELANALYTIK. .	41
ABBILDUNG 7: DETAILLIERTE DARSTELLUNG DER ANALYTISCHEN ANTEILE DER NÄHRSTOFFGRUPPEN DER WEENDER-ANALYSE UND DETERGENZIENANALYSE.	45
ABBILDUNG 8: SCHEMATISCHE DARSTELLUNG DER ONE-COLUMN-GASCHROMATOGRAPHIE (LINKS); AUSGABE FFS-CHROMATOGRAMM DER PROBE 243 (RECHTS).	51
ABBILDUNG 9: NIEREN, UMGEBEN VON FETTGeweBE (FEIST)	56
ABBILDUNG 10: PROZENTUALER ANTEIL DER NAHRUNGSBESTANDTEILE NACH HABITATTYP IN DER GESAMTEN UNTERSUCHUNGSPERIODE	64
ABBILDUNG 11: ANTEIL DER VERSCHIEDENEN NAHRUNGSKATEGORIEN IN T NACH JAHRESZEIT	65
ABBILDUNG 12: KLASSIFIZIERUNG DER NAHRUNGSKATEGORIEN NACH RELEVANZINDEX.....	67
ABBILDUNG 13: MENGE DES PANSENINHALTS NACH JAHRESZEIT UND HABITATTYP	63
ABBILDUNG 14: GEHALT DER UMSETZBARER ENERGIE IN KORRELATION MIT DEM ROHFASER	70
ABBILDUNG 15: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE DER NAHRUNG NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	73
ABBILDUNG 16: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE UND DER PANSENINHALTSMENGE	75
ABBILDUNG 17: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE NACH MONAT UND VERSUCHSANSATZ.....	76
ABBILDUNG 18: GEHALT FLÜCHTIGRE FETTSÄUREN IM PANSENSAFT NACH HABITATTYP.....	77
ABBILDUNG 19: GEHALT AMMONIAK IM PANSENSAFT NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	81
ABBILDUNG 20: GEHALT LAKTAT DES PANSENSAFT NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	82
ABBILDUNG 21: PH-WERT DES PANSENSAFTS NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	83
ABBILDUNG 22: LINEARE REGRESSION DES PH-WERTS IN ABHÄNGIGKEIT DES GESAMTGEHALTES AN FLÜCHTIGER FETTSÄUREN IM PANSENSAFT.....	84
ABBILDUNG 23: A = DICHTe FASERVERWERTER NACH HABITATTYP, B = DICHTe ALLER ÜBRIGEN MIKROORGANISMEN.....	86
ABBILDUNG 24: KÖRPERGEWICHT NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	90
ABBILDUNG 25: NIERENFETTINDEX NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT OHNE KITZE	91
ABBILDUNG 26: KONZENTRATION GLUKOKORTIKOIDMETABOLITEN NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	92
ABBILDUNG 27: A = EINFLUSS JAHRESZEIT AUF KONZENTRATION GLUKOKORTIKOIDMETABOLITEN, B = EINFLUSS GESCHLECHT AUF KONZENTRATION GLUKOKORTIKOIDMETABOLITEN.....	93
ABBILDUNG 28: VOLLSTÄNDIGES PROBENGEWINNUNGS- UND BEARBEITUNGSSCHEMA DER HIER DURCHFÜHRTE STUDIE.....	96
ABBILDUNG 29: ENTSTEHUNG DER PANSENFERMENTATIONSPRODUKTE IN ABHÄNGIGKEIT DES PANSEN-PH- WERTS UND IHRER MENGEN	128
ABBILDUNG 30: ZUSAMMENHANG DER AUFGENOMMENEN NAHRUNG UND DER DIVERSITÄT DER PANSENMIKROBIOTA	131
ABBILDUNG 31: GEHALT DER NÄHRSTOFFE DER NAHRUNG NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	145
ABBILDUNG 32: ANTEILE DER ROHFASER IN DER NAHRUNG NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	145
ABBILDUNG 33: GESAMTGEHALT DER FLÜCHTIGEN FETTSÄUREN NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	148
ABBILDUNG 34: GEHALT DER EINZELNEN FLÜCHTIGEN FETTSÄUREN IM PANSENSAFT NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT	148
ABBILDUNG 35: ACETAT/PROPIONAT-VERHÄLTNISSE FÜR DAS FORSTLICH UND DAS LANDWIRTSCHAFTLICH GEPRÄGTE HABITAT	148

Tabellenverzeichnis

TABELLE 1: GEOBOTANISCHE CHARAKTERISTIKA DER UNTERSUCHUNGSFLÄCHEN.....	34
TABELLE 2: GEOLOGISCHE CHARAKTERISTIKA DER UNTERSUCHUNGSFLÄCHEN.....	34
TABELLE 3: BESTIMMUNGSKATEGORIEN UND ÄSUNGSCHEMATA DER IM PANSENINHALT GEFUNDENEN PFLANZENFRAGMENTE.	38

TABELLE 4: EINTEILUNG DER RELEVANZINDEXWERTE NACH STUFEN UND GRUPPEN, SOWIE DEREN BENENNUNG.....	39
TABELLE 5: VERWENDETE PROBENZAHLEN UND HERKUNFT FÜR SPEZIALISIERTES HFT-VERFAHREN NACH VERSUCHSANSATZ.....	48
TABELLE 6: ANALYSEPARAMETER, AUSSAGEKRAFT DER PARAMETER UND VERFAHRENSWEISEN ZUR ANALYSE DER QUALITÄT DER NAHRUNG VON REHEN.....	50
TABELLE 7: EINTEILUNG DER MIKROORGANISMEN NACH DOMÄNE, GRUPPE, PRIMER, IHRER FUNKTION IM PANSEN UND DEM BEI DER FERMENTATION ENTSTEHENDEN ABBAUPRODUKT.....	53
TABELLE 8: PRIMERGRUPPE, SEQUENZ DER VERWENDETEN PRIMER UND QUELLEN, ERMITTELTE ANNEALINGTEMPERATUR UND DIE ERZEUGTE PRODUKTLÄNGE DURCH PCR-REPLIKATION.....	54
TABELLE 9: VERWENDETES qPCR-PROGRAMM ZUR VERVIELFÄLTIGUNG DER ARTSPEZIFISCHEN DNA-FRAGMENTE.....	55
TABELLE 10: PROBENZAHLEN NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT NACH AUSSCHLUSS DER KIRRPANSEN ...	58
TABELLE 11: PROBENZAHLEN DER MIKROBIOTABESTIMMUNG NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	59
TABELLE 12: PROBENZAHLEN DER GLUKOKORTIKOIDMETABOLITENANALYSEN NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	59
TABELLE 13: MENGE DES PANSENINHALTS NACH HABITATTYP.....	62
TABELLE 14: DIVERSITÄT UND AUSGEWOGENHEIT DES PANSENINHALTS NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	66
TABELLE 15: GEHALT DER NÄHRSTOFFE DER NAHRUNG NACH HABITATTYP.....	68
TABELLE 16: GEHALT DER NÄHRSTOFFE DER NAHRUNG NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	69
TABELLE 17: ANTEILE DER FASER N DER NAHRUNG NACH HABITATTYP.....	70
TABELLE 18: ANTEILE DER FASER IN DER NAHRUNG NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	71
TABELLE 19: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE DER NAHRUNG NACH HABITATTYP.....	72
TABELLE 20: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE DER NAHRUNG NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	73
TABELLE 21: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	74
TABELLE 22: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE DER NAHRUNG NACH HFT-VERFAHREN.....	76
TABELLE 23: GESAMTGEHALT FLÜCHTIGER FETTSÄUREN IM PANSENSAFT NACH HABITATTYP.....	77
TABELLE 24: GESAMTGEHALT FLÜCHTIGER FETTSÄUREN IM PANSENSAFT NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	78
TABELLE 25: GEHALT FLÜCHTIGER FETTSÄUREN IM PANSENSAFT NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	79
TABELLE 26: ACETAT/PROPIONAT-VERHÄLTNISSE NACH HABITATTYP.....	79
TABELLE 27: ACETAT/PROPIONAT-VERHÄLTNISSE NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	80
TABELLE 28: GEHALT AMMONIAK NACH HABITATTYP.....	81
TABELLE 29: GEHALT LAKTAT IM PANSENSAFT NACH HABITATTYP.....	82
TABELLE 30: pH-WERT DES PANSENSAFTS NACH HABITATTYP.....	83
TABELLE 31: DICHTEN ALLER MIKROORGANISMEN NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	85
TABELLE 32: DICHTEN PILZE, FIBROBAKTER UND RUMINOKOKKEN NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	87
TABELLE 33: DICHTEN PROTOZOEN, PROTEOLYTISCHE ALPHA BAKTERIEN UND ENTODINIUM SPEC. NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	88
TABELLE 34: DICHTEN GESAMTBAKTERIEN UND ARCHAEA NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	88
TABELLE 35: KÖRPERGEWICHT OHNE KITZE NACH HABITATTYP.....	89
TABELLE 36: NIERENFETTINDEX OHNE KITZE NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	90
TABELLE 37: KONZENTRATION GLUKOKORTIKOIDMETABOLITEN NACH HABITATTYP.....	92
TABELLE 38: GEHALT DER NÄHRSTOFFE DER NAHRUNG AUS DEM LANDWIRTSCHAFTLICH UND FORSTLICH GEPRÄGTEN HABITATEN DIESER STUDIE IM VERGLEICH MIT DEN GEHALTEN DER NÄHRSTOFFE DER REHNÄHRUNG FRÜHERER STUDIEN.....	111
TABELLE 39: VERGLEICH DES JAHRESZEITLICHEN VERLAUFS DER ROHNÄHRSTOFFANTEILE IN DER REHNÄHRUNG AUS VERSCHIEDENEN STUDIEN.....	113
TABELLE 40: MENGE DES PANSENINHALTS NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	143
TABELLE 41: PROZENTUALER ANTEIL, AUFTRIITSHÄUFIGKEIT UND RELEVANZINDEX DER NAHRUNGSKATEGORIE NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	144
TABELLE 42: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE NACH HERKUNFTSMONAT UND HFT-VERFAHREN.....	147
TABELLE 43: GEHALT DER UMSETZBAREN ENERGIE NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	146
TABELLE 44: GEHALT AMMONIAK, LAKTAT UND pH-WERT NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	149
TABELLE 45: DICHTEN PILZE, FIBROBAKTER UND RUMINOKOKKEN NACH HABITATTYP.....	150
TABELLE 46: DICHTEN PROTOZOEN, PROTEOLYTISCHE ALPHA BAKTERIEN UND ENTODINIUM SPEC. NACH HABITATTYP.....	150
TABELLE 47: DICHTEN GESAMTBAKTERIEN UND ARCHAEA NACH HABITATTYP.....	150
TABELLE 48: KÖRPERGEWICHT UND NIERENFETTINDEX OHNE KITZE NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT ..	151
TABELLE 49: KONZENTRATION GLUKOKORTIKOIDMETABOLITEN NACH HABITATTYP UND JAHRESZEIT.....	151

Zusammenfassung

Der Lebensraum des Rehwildes (*Capreolus capreolus L.*), die häufigste Wildwiederkäuerart unserer Breiten, hat sich mit der intensivierten Bewirtschaftung unserer Kulturlandschaft stark verändert. Die Habitate bieten damit ein stark verändertes Nahrungsspektrum. Im Rahmen dieser Arbeit soll geklärt werden, inwieweit sich die Zusammensetzung und Qualität der natürlich verfügbaren Nahrung zweier Rehpopulationen in einem forstlich und in einem landwirtschaftlich geprägten Habitat in Bayern unterscheiden. Hierfür wurde der Panseninhalt und Pansensaft von 222 Tieren, 136 Rehe aus einem landwirtschaftlich geprägten und 86 Rehe aus einem forstlich geprägten Habitat, makroskopisch und chemisch analysiert. Die Proben wurden von erlegten Tieren über den gesamten Jahresverlauf von November 2011 bis Oktober 2014 entnommen. Um die Ernährungssituation der Rehpopulationen in beiden Habitaten ganzheitlich zu beurteilen, wurden zudem ernährungsphysiologische Parameter wie die Mikrobiotazusammensetzung des Pansens, die Kondition der Tiere und physiologische Anzeichen für Langzeitstress untersucht.

Die Analysen der Nahrung und der ernährungsphysiologischen Parameter zeigen Habitat und jahreszeitlich bedingte Unterschiede zwischen den Rehpopulationen. Der Gehalt der mittleren umsetzbaren Energie der aufgenommenen Nahrung der Agrarrehe liegt bei 6,28 MJ/kg T und damit signifikant über den Werten der Waldrehe von 5,43 MJ/kg T. Die Nährstoffanalyse zeigt signifikant höhere Werte der Kohlenhydrat- und Proteinkomponenten in der Nahrung der Agrarrehe. Ein hoher Fasergehalt ist besonders in der Nahrung der Waldrehe enthalten mit signifikant höheren Zellulose- und Ligninwerten. Grundsätzlich steigt der Fasergehalt in beiden Gebieten im Herbst und Winter an. Die Gesamtwerte der flüchtigen Fettsäuren, des Ammoniaks und des Laktats im Pansensaft der Agrarrehe übersteigen die Werte der Waldrehe. Alle Ergebnisse der Nahrungsanalysen zeigen eine grundsätzlich höhere Qualität der natürlichen Nahrung im Agrarhabitat auf. Die Mikrobiotaanalyse weist auf eine saisonale Anpassung der Mikroorganismen und zugleich auf eine vielseitigere, energieärmere Nahrung im Waldhabitat und auf eine monotonere, energiereichere im Agrarhabitat hin. Das Ergebnis wird durch die Panseninhaltsanalyse bestätigt. Diese ergab als Hauptnahrungskomponenten der Waldrehe Kräuter, Stauden und Nadelbäume. Agrarrehe nehmen hauptsächlich Feldfrüchte, Baumfrüchte wie auch Kräuter auf. Ergänzend zu den Konditions- und Stressparametern, deren Schwankungen offensichtlich nicht ernährungsbedingt sind, sondern auf abiotischen Faktoren beruhen, lässt sich festhalten, dass dem Rehwild trotz der Unterschiede in beiden Habitaten ganzjährig qualitativ hochwertige Nahrung zur Verfügung steht. Es konnten keine Nahrungsengpässe festgestellt werden. Im Waldhabitat gleicht das Rehwild die energieärmeren Nahrungskomponenten mit einer gesteigerten Nahrungsaufnahmemenge aus. Zusammenfassend kann festgehalten werden, dass beide Populationen eine hohe Anpassungsfähigkeit an die habitatspezifischen und saisonalen Nahrungsgegebenheiten besitzen.

Abstract

The natural habitat of roe deer (*Capreolus capreolus L.*), the most prevalent species of wild ruminant to be found in our latitudes, has undergone significant changes over the past few decades as a result of the intensification of land cultivation. In consequence, habitats offer roe deer a modified dietary spectrum. Within the framework of this study we are aiming to clarify the extent to which spectrum, quality and energy of the naturally available diet of two roe deer populations, one inhabiting a forested area and one living in an agriculturally dominated habitat in Bavaria differ from each other. For this purpose, the rumen content and rumen fluid of 222 animals, 136 of them deer from an agro-ecosystem and 86 from a predominantly forest habitat were subjected to macroscopic and chemical analysis. The samples were taken from culled animals over the entire course of the year throughout the period from November 2011 until October 2014. In order to make a holistic assessment of the nutritional status of the roe deer populations in both habitats, in addition, we examined physiological nutritional parameters such as the microbiota composition of the rumen, the condition of the animals and any physiological indications of long-term stress.

The results of the nutritional analyses and the physiological-nutritional parameters point to habitational and seasonal differences between the two roe deer populations. The mean metabolic energy content of the feed ingested by the roe deer inhabiting the agricultural area is 6.28 MJ/kg DM and hence is significantly higher than the results recorded for the roe deer inhabiting the forested area, namely 5.43 MJ/kg DM. An analysis of plant nutrients shows significantly higher levels of carbohydrate and protein components in the diet of roe deer from the agricultural habitat. There is a high fiber content with significantly higher cellulose and lignin levels in the feed of forest roe deer. In principle, there is an increase in fiber content during the fall and winter in both habitats. The aggregate values of short-chain fatty acids, ammonia and lactate in the rumen fluid of field roe deer exceed the values monitored in forest roe deer. The nutritional analyses lead to the result that natural feedstuffs in the agricultural habitat are of fundamentally higher quality. Microbiome analysis is suggestive of a seasonal acclimatization of microorganisms and at the same time of more eclectic, lower-energy food sources in the forest habitat and more monotonous, higher-energy food sources in the agricultural habitat. This result is confirmed by a rumen content analysis which shows herbage, shrubs and conifers to be the main dietary components of forest roe deer. Roe deer in the agricultural habitat prefer field crops, tree fruits and herbage. In addition to the condition- and stress-related parameters, the fluctuations in which are clearly not diet-related but rather are based on abiotic factors, it can be put on record that, despite the differences high quality forage is available to roe deer in both habitats on a year-round basis. It was not possible to register any dietary shortages. In the forest habitat, the roe deer compensate for lower energy feed components by increasing the amount of feed they consume. In summery, it can be stated that both populations possess a great capacity to adapt to habitat-specific and seasonal dietary circumstances.

1. Einleitung

1.1 Problemstellung

Die Landschaft und Tierwelt Europas haben sich in den letzten Jahrzehnten rasch verändert (Sotherton 1998). Die vom Menschen genutzten Flächen und die Fragmentierung natürlicher Wälder haben stetig zugenommen (Robinson & Sutherland 2002, Benton et al. 2003). Die landwirtschaftlichen Bewirtschaftungsformen wurden intensiviert (Fischer 1998). Dies beeinflusst besonders das Rehwild (*Capreolus capreolus*) als häufigste Wildwiederkäuerart unserer Breiten (Danilkin & Hewison 1996, Andersen et al. 1998). Dennoch zeigen Verbreitung und Populationsdichte dieses Wildwiederkäuers innerhalb Europas bis dato einen positiven Trend (Andersen et al. 1998, Lechner-Doll et al. 2001). Die in Deutschland seit 1970 kontinuierlich steigenden Abschusszahlen mit einer jährlichen Gesamtjagdstrecke von ca. 1,18 Millionen Rehen (Stand 2015/16, Deutscher Jagdverband) bestätigen diese Entwicklung und belegen die Bedeutung des Rehwildes im Bundesgebiet.

Das Reh ist ein klassischer Kulturfolger (Buchgraber 2005). Es findet nicht nur in seinen ursprünglichen Primärhabitaten, wie Wäldern, Waldlichtungen und Waldrandgebieten, geeignete Lebensräume (Hansson 1994), sondern auch im Gebirge, in Graslandschaften oder auf landwirtschaftlich genutzten Flächen (Danilkin & Hewison 1996). Unter den Wildwiederkäuern verfügt das Rehwild über ein besonders hohes Anpassungsvermögen an die sich schnell ändernde und überwiegend saisonal geprägte Kulturlandschaft (Jepsen & Topping 2004). Es kann sich wie kaum eine andere Wildart auf Habitatveränderungen und neue Nahrungsangebote einstellen (Cederlund et al. 1980, Abbas et al. 2011, Abbas et al. 2013). Daher stellen kleinflächig fragmentierte Wälder und landwirtschaftliche Flächen für das Rehwild meist keinen Nachteil dar. Vielmehr erhöht die kleinflächige Fragmentierung durch verschiedene Landnutzungsformen die Lebensraumdiversität und bietet dem Rehwild ein vielfältiges und stark saisonal geprägtes Nahrungsspektrum (Sommer 2004, Buchgraber 2005, Hewison et al. 2009, Barancekova et al. 2010).

Bisher wurde aber meist angenommen, dass gerade landwirtschaftliche Flächen dem Rehwild häufig deutlich weniger Äsung im Herbst (Ernteschock) und Winter (Notzeit) sowie unnatürlich viel energiereiche Äsung im Sommer bieten (Hofmann & Kirsten 1982, Bauer 2007). Im Widerspruch dazu zeigen neueste Studien, dass landwirtschaftlich genutzte Flächen durch intensive Düngung (Schmidt 2004a, Zweifel-Schielly 2005) und Zwischenfruchtanbau den Wildtieren gerade im Winter (Buchgraber 2005) hochenergetische Nahrungsquellen bieten. Zudem führen neue Waldbewirtschaftungskonzepte durch die Schaffung von Mischbeständen, die großflächigere Entwicklung von Naturverjüngung und die Verlängerung der Verjüngungszeiträume zu einer

starken Verbesserung des Nahrungsangebotes für Wildwiederkäuer von Forst dominierten Habitaten (Weckesser 2003, Schmidt 2004b). Selbst der Wege- und Rückegassenbau der heute praktizierten Waldwirtschaft mit seinen Fragmentierungseffekten sorgt aufgrund der punktuellen Lichtbereitstellung für ein üppigeres Angebot an Kräutern und Gehölzen für das Rehwild (Mrotzek et al. 2000, Ebrecht & Schmidt 2001).

Dabei darf der Einfluss des Lebensraumes auf Wildwiederkäuer nicht vergessen werden. Dieser zeigt sich vor allem darin, dass der Habitattyp und die Ausprägung der Jahreszeiten entscheidend für die Verfügbarkeit und die Qualität der Nahrung des Wildes sind (Esser 1954, Klötzli 1965, Gill 1992, Tixier & Duncan 1996, Latham et al. 1999, Pellerin et al. 2010, Albers 1990, Cornelis et al. 1999, Klansek 2005). Die Nahrungsverfügbarkeit und -qualität sind somit kennzeichnend für die Habitatqualität und die tragbare Populationsdichte eines Wildtierlebensraumes. Es gilt: Je besser die Nahrungsverfügbarkeit und die Nahrungsqualität eines Wildlebensraumes sind, umso höher ist die tragbare Populationsdichte und umso günstiger stellt sich die körperliche Kondition des Rehwildes dar (Gaillard et al. 2003, Vincent et al. 2009, Tollefson et al. 2010). Diese körperliche Kondition des Rehwildes steht zudem in einem engen Zusammenhang mit der Anzahl des Fallwildes im Winter (Cappelli et al. 2015).

Neben der Habitatqualität, also dem grundsätzlichen quantitativen und qualitativen Nahrungsangebot eines Habitats, ist die Nahrungsverfügbarkeit in der vegetationsarmen Zeit für das Rehwild besonders bedeutend. Speziell im Winter sinkt die Verfügbarkeit und Qualität der Nahrung um bis zu 20 % ab (Onderscheka 1999). Damit reduziert sich auch zwangsläufig die Lebensraumqualität für das Wild, was zugleich den Anlass für die kontroverse Diskussion über die Notzeit des Wildes liefert. Das Winterhalbjahr wird häufig als kritischer Zeitraum hinsichtlich der Ernährungssituation des Rehwildes angesehen und ein vermehrtes Auftreten von Wildschäden wird registriert (Putman 1986, Boag et al. 1990, Duncan et al. 1998). Je größer die Diskrepanz zwischen der Nahrungsverfügbarkeit und dem Nahrungsbedarf des Rehwildes ist umso höher ist die Wildschadenswahrscheinlichkeit in der vegetationsarmen Zeit im Wald (Reimoser 1994, Bauer 2007, Hofmann & Kirsten 1982, Ueckermann 1986). Dieser Zusammenhang liefert häufig die Argumentationsgrundlage für Rehwildfütterungen im Herbst und Winter, um Verbisschäden im Wald und auf landwirtschaftlichen Flächen sowie Fallwild zu verhindern.

Betrachtet man den Rehwild-Lebensraum als Zusammenspiel aus Kulturlandschaft und Wildhabitat, so können die Nahrungsansprüche des Rehwildes direkt auf die Agrarlandschaft, insbesondere auf die Forstwirtschaft, wirken. Denn das Rehwild kann bei zu hoher Populationsdichte in einem bestimmten Lebensraum einen großen Einfluss auf die

Zusammensetzung der Waldverjüngung nehmen (Reimoser 1994). Kann das Habitat ab einer bestimmten Populationshöhe kein ausreichendes und adäquates Nahrungsangebot mehr bieten, kommt es zwangsläufig zu erhöhtem und selektiv wirkendem Verbiss an der Naturverjüngung (Putman 1994, De Jong et al. 1995, Reimoser & Gossow 1996, Gill 2000, Gill & Beardall 2001). Der selektive Verbiss an den jungen Bäumen führt langfristig zu einer Entmischung der Waldverjüngung und wirkt letztendlich dem langfristigen Mischwaldgedanken der Forstwirtschaft entgegen. Dies ist angesichts der sich schnell ändernden klimatischen Bedingungen bedingt durch den Klimawandel problematisch, denn diesen kann man am besten mit strukturreichen und vielfältig gemischten Wäldern begegnen.

Zusammenfassend kann festgehalten werden, dass der Habitattyp, die Habitatdiversität und die Habitatqualität sowie die Ausprägung der Jahreszeiten entscheidend für die Nahrungsverfügbarkeit und -qualität für das Rehwild sind. Gleichzeitig hat das Äsungsverhalten der Wildwiederkäuer einen großen Einfluss auf das Habitat. Umso wichtiger ist es, die neue Ernährungssituation des Rehwildes in unserer heutigen Kulturlandschaft, die durch großflächige Monokulturen, hochwertige Energiepflanzen und ganzjährige Verfügbarkeit der Nahrung durch Zwischenfruchtanbau geprägt ist, neu zu bewerten.

Zu einzelnen Aspekten wie z.B. dem Energiegehalt der Nahrung oder der Äsungszusammensetzung des Rehwildes gibt es bereits einige Studien. Gleiches gilt für die qualitativen und quantitativen Unterschiede der Nahrungsverfügbarkeit in landwirtschaftlich oder forstlich genutzten Habitaten zu unterschiedlichen Jahreszeiten (s. Stand der Forschung). Alle bisherigen Studien betrachten diese Aspekte jedoch von einander isoliert. Die verschiedenen ernährungstechnischen und -physiologischen Aspekte des Rehwildes in einer Studie zu vereinen und zusätzlich den jahreszeitlichen Rhythmus der Futterselektion bei wildlebenden Rehen ohne anthropogene Zufütterung zu studieren, auch in der bisher noch nicht beleuchteten Schonzeit des Rehwildes (hauptsächlich 16 Januar - 30 April), liefert objektive Ergebnisse für die Rehwildforschung in der grundsätzlichen Fütterungs-/Notzeitdiskussion. Ein detailliertes Wissen um die heutige Rehwildernährung ist auch als ein weiterer Baustein einer modernen und naturnahen Landnutzung zu sehen. Nur auf diese Weise können die landwirtschaftlich und forstwirtschaftlich geprägten Habitate, neben allen gesellschaftlichen Ansprüchen, auch ihrer Funktion als Rehwildlebensraum bestmöglich gerecht werden (Cornelis et al. 1999).

In Anbetracht dessen liefert eine langfristige Studie über das quantitative und qualitative Nahrungsangebot des Rehwildes, die zudem den physiologischen Zustand der Tiere auf lokaler Ebene in landwirtschaftlich und forstwirtschaftlich geprägten Habitaten im gesamten Jahresverlauf

berücksichtigt, einen wertvollen Beitrag, um das Rehwild und seine heutigen Äsungsgewohnheiten besser zu verstehen. Auf welche Weise die Intensivierung der Landwirtschaft und die derzeitige Bewirtschaftung unserer Wälder genau auf das Nahrungsspektrum und die Nahrungsqualität des Rehwildes einwirken, ist immer noch unzureichend untersucht (Putman 1986, Storm et al. 2008, Abbas et al. 2011). Ein Blick in die Literatur zeigt, dass es bisher keine ganzheitlichen/systemtheoretischen Studien zu den Veränderungen der Lebensraumqualität und des Nahrungsangebotes des Rehwildes in der heutigen Kulturlandschaft gibt (Schmidt 2004b, Reimoser 2005). „Erst langsam setzt sich die Erkenntnis durch, dass man mehr über diese Zusammenhänge wissen sollte als über die richtige Zusammensetzung dessen, was man im Winter in die Futtertröge von Rehen füllen könnte!“ (Ellenberg jun. 1996, S. 90). „Es lohnt sich, hier die Forschung für die Praxis zu intensivieren!“ (Schmidt 2004b, S. 56).

1.2 Stand der Wissenschaft

Systematik und Verbreitung des Rehs

Das Europäische Reh (*Capreolus capreolus*) gehört zur Ordnung der Paarhufer (Artiodactyla), zur Unterordnung der Wiederkäuer (Ruminantia) und zur Familie der Hirsche (Cervidae). Als eine von neun Gattungen (*Capreolus*) der Unterfamilie der Trughirsche (Capreolinae), kommt das Reh als der kleinste und häufigste Vertreter der Wildwiederkäuer, neben Elch und Rentier, in Europa vor (Kurt 1970). Die Gattung *Capreolus* umfasst zwei Arten: *Capreolus capreolus*, das europäische Reh und *Capreolus pygargus* das sibirische Reh. Beiden Arten konnten durch Genanalyse mehrere Unterarten zugeordnet werden. So lassen sich bei der europäischen Art noch die Unterarten *C. capreolus italicus* (Randi et al. 2004, Freschi et al. 2016) und *C. capreolus garganta* (Randi et al. 2004) finden. Die Verbreitung des Europäischen Rehs bezieht sich auf fast alle Teile Europas und Kleinasien. Ausgenommen davon sind Korsika, Sardinien, Sizilien, Zypern, die Balearen und Irland (Stubbe 1997). Mittlerweile wurde das Europäische Reh auch in Amerika eingebürgert.

Biologie und Physiologie des Rehs

Das Europäische Reh bevorzugt als Habitattyp gebüsch- und unterwuchsreiche Bestände und Waldrandzonen (Stubbe 1990). Seine ursprünglichen Habitate waren geprägt von Laubmischwäldern aus Eichen, Buchen und Hainbuchen. Als Drücker und Schlüpfer war das Reh gut an sein Habitat angepasst, was sich an seinem Körperbau und Verhalten zeigt. An die starke Veränderung seines Habitats von Laubmischwäldern hin zu nadelholzdominierten Wäldern und Ackerlandschaften scheint sich das Rehwild rasch adaptiert zu haben (Andersen et al. 1998) und äst ergänzend zu der Nahrung, die Laubbäume bieten, vermehrt Nadelholzknospen und Feldfrüchte (Stubbe 1997). Dies führt häufig zu Schäden in der Forstkultur und Landwirtschaft. Dieses Verhalten macht das Rehwild zu einer der jagdlich wichtigsten aber auch meist diskutierten Arten.

Neben Knospen und Feldfrüchten bevorzugt das Rehwild junge Blätter, Stauden, Sträucher, Baumfrüchte und insbesondere frische Kräuter. Aufgrund der selektiven Nahrungswahl wird das Reh von vielen Autoren (Drescher-Kaden 1984, Hofmann 1989, Hofmann 2007) zu den „Konzentratselektierern“ gezählt. Im englischen Sprachraum wird bei der Einteilung des Rehwildes nach Äsungstyp von dem Begriff „Selektierer“ bzw. „Browser“ gesprochen (Tixier & Duncan 1996, Anke et al. 2007, Clauss 2010). In diesem Zusammenhang taxieren einige Autoren die Bezeichnung „Konzentratselektierer“ als fragwürdig (Anke et al. 2007, Clauss 2010).

Im Vergleich zu anderen Wildwiederkäuern hat das Rehwild mit einem durchschnittlichen Pansen-Fassungsvermögen je nach Jahreszeit von ca. 3 - 6 Liter (Feustel 1967, Hofmann et al. 1976) fast

den kleinsten aller Wiederkäuerpansen (Nagy & Regelin 1975). Durch das geringe Fassungsvermögen folgt das Reh einem regelmäßigen, über den Tag verteilten Äsungsrythmus mit ca. 8-14 Perioden (Klötzli 1965, Bubenik 1971). Zwischen den Äsungsphasen finden längere Ruhepausen des Wiederkäuens statt. Mithilfe des Wiederkäuer-Verdauungssystems ist es dem Rehwild möglich, auch schwerlösliche Pflanzenstoffe wie Zellulose aufzuspalten. Dies gelingt durch ein komplexes vierteiliges Magensystem mit Mikroorganismen, welche die Fähigkeit besitzen, Zellulose aufzuspalten (Sommer 2005, Hofmann 2007).

Das Magensystem des Rehwildes besteht aus drei Vormägen, dem zweiteiligen Pansen (Rumen), dem Netzmagen (Reticulum), dem Blättermagen (Omasum) und einem Haupt-/Drüsenmagen dem Labmagen (Abomasum). Die drei Vormägen sind mit einer drüsenlosen, kutanen Schleimhaut ausgekleidet. Der Labmagen hingegen besitzt eine drüsenhaltige Schleimhaut (Clauss et al. 2009). Über den Schlund gelangt die durch das Kauen bereits zerkleinerte Nahrung in den Pansen und wird dort von den Mikroorganismen (Bakterien, Pilze, Protozoen und Archaea), der sogenannten Pansenflora und -fauna, zersetzt. Die freiwerdenden Stoffe und Fermentationsprodukte, wie flüchtige Fettsäuren (FFS), werden von den Pansenzotten resorbiert. Stärke und Zucker werden von Mikroorganismen (MO) überwiegend zu Propion- und Buttersäure umgewandelt. Zellulose wird vor allem zu Essigsäure fermentiert (Enzinger & Hartfiel 1998). Bei der Aufspaltung des Nahrungsproteins durch proteolytische Mikroorganismen entsteht Ammoniak. Dieser wird von den Mikroorganismen zum Aufbau ihres eigenen Mikrobenproteins verwendet oder von den Pansenzotten resorbiert.

Der Netzmagen prüft, ob die Nahrungspartikel bereits die richtige Größe besitzen, um in den Blättermagen weitergeleitet zu werden. Falls nicht, werden die Nahrungspartikel durch Kontraktion des Netzmagens in den Schlund hochgeschleudert und wiedergekaut. Das Wiederkäuen stellt durch den puffernden Speichel und der dadurch einhergehenden Abpufferung der Säuren, die während der Fermentation entstehen, eine überlebenswichtige Funktion dar (Deutz et al. 2009). Um den Vorgang des Wiederkäuens zu gewährleisten, sollte die Nahrung des Rehwildes einen ausgeglichenen Anteil an Faser und Proteinen besitzen (Kurt 1970). Gelangen die Nahrungspartikel in den Blättermagen, so resorbiert dieser die restlichen Fermentationsprodukte und entzieht dem Nahrungsbrei (Digesta) das Wasser. Der Rest des Nahrungsbreis gelangt in den Labmagen. Mittels einer Drüsen Schleimhaut werden körpereigene Enzyme zur Aufspaltung bisher unverdauter Nahrungsbestandteile freigesetzt. Die mit der Digesta mittransportierten Mikroorganismen werden im Labmagen durch die vorhandene Salzsäure abgetötet. Das Mikrobeneiweiß wird aufgespalten und resorbiert (Kirchgeßner 1997).

Ein weiteres und wichtiges Merkmal des Rehansens ist die schnelle Durchflussrate und somit relativ kurze Retentionszeit/Verweildauer (ca. 12 - 14 Std.) des Nahrungsbreis im Pansen (Behrend 1999, Ondersheka 1999). Dadurch wird das Reh, wie oben bereits erwähnt, zu einem oszillierenden „Fresszyklus“ gezwungen (Hofmann 1989). Die dadurch bewirkte homogene Zusammensetzung aus Nahrungsbestandteilen in verschiedenen Stadien der Verdauung im Pansen der Rehe, ermöglicht die exakte Bestimmung der gewählten Nahrung des Rehwildes.

Nahrungszusammensetzung des Rehs

Auf Grund des weiten Verbreitungsareals des Rehwildes ist die Literatur zum Nahrungsverhalten dieser Tiere sehr umfangreich. Allein zur Nahrungswahl des Rehs in Europa fanden Cornelis et al. (1999) 37 Literaturquellen, wobei lediglich englischsprachige Literatur berücksichtigt wurde. Zum Beispiel untersuchte Barta (2012) die Nahrungsgewohnheiten von Rehen in der Steppe Ungarns. Schmidl (1996) erforschte die Nahrung von Rehen für zwei verschiedene Offenlandschaften in Österreich. Gleiches tat Klansek (2005) in Österreich mit der Untersuchung der Rehnahrung in einem landwirtschaftlichen und einem Wald-/Alpenhabitat. Klötzli (1965) observierte die Nahrungsaufnahme von Rehen in der Schweiz. Die Autorin Laitat (1983) analysierte die Nahrung von Rehen in Belgien, die Autoren Minder (2012) und Freschi et al. (2016) in Italien. Zudem wurden zahlreiche Studien über die Nahrungsselektion des Rehwildes in England und Schottland durchgeführt (Henry 1978, Jackson 1980, Hosey 1981, Hearnly & Jennings 1983, Putman 1986, Latham et al. 1999, Hewison & Staines 2008). In Skandinavien widmeten sich Cederlund et al. (1980), Helle (1980) und Holand (1994) dem Nahrungsspektrum des Europäischen Rehs. Diverse Studien zur Nahrungswahl des Europäischen Rehs in Westdeutschland wurden von Esser (1954) und von Ramin (1975) durchgeführt. Knorr & Briedermann (1976) taten Gleiches in Ostdeutschland. In Gebirgshabitaten in Deutschland wurde die aufgenommene Nahrung von Rehen durch Kioroglanidis (1981), Fielitz & Albers (1996) und Barancekova et al. (2010) analysiert.

All diese Studien belegen, dass die Nahrung des Rehwildes, neben der artspezifischen Nahrungsselektion, hauptsächlich durch das Habitat und die jahreszeitlichen Verfügbarkeiten bestimmt wird. So zeigte sich in einer Metaanalyse verschiedenster Nahrungsstudien zum Rehwild, dass von dieser Tierart europaweit ca. 305 verschiedene Pflanzenarten präferiert werden (Tixier & Duncan 1996). Die Palette reicht von den verschiedensten Baum- und Straucharten über Zwergsträucher, Pilze und Farne bis hin zu Gräsern und Kräutern. Landwirtschaftliche Nutzpflanzen werden ebenso von Rehen angenommen. In vielen Gebieten bilden im Winter Brombeere und Himbeere einen wesentlichen Bestandteil der Rehnahrung (s. Stubbe 1966, Drescher-Kaden & Seifelnasr 1976, Bubenik 1984, Dissen & Hartfiel 1985,

Ueckermann 1986, Tixier & Duncan 1996, Fielitz & Albers 1996, Duncan et al. 1998, Cornelis et al. 1999, Klansek 2004 & 2005, Anke et al. 2007, Barancekova et al. 2010, Clauss 2010). Im Vergleich zu anderen Wiederkäuern ist das Rehwild sehr flexibel in seiner Nahrungswahl. Es passt sich bei der Nahrungswahl an die vorhandene Vegetation an, bedingt durch das Habitat und die Jahreszeiten (Drescher-Kaden & Seifelnasr 1976, Duncan et al. 1999, Tixier & Duncan 1996, Ondersheka 1999). Entsprechend der sehr unterschiedlichen Nutzung der Vegetation durch das Rehwild variieren die Nahrungsbestandteile sowie die Anteile der Rohnährstoffe (Rohprotein/Rohfett/Rohfaser/Rohasche/stickstofffreie Extraktstoffe) erheblich.

Energie und Qualität der Rehnahrung

Nicht nur die Nahrungszusammensetzung von Rehen in freier Wildbahn ist von Bedeutung, sondern auch, wie viel Nahrungsenergie ihnen durch die Art ihrer Ernährung zu Verfügung steht. Die Grundlagenforschung beschäftigte sich zunächst mit dem Energiebedarf von Rehen. Hierfür wurden Fütterungsversuche an Zoo- und/oder Gattertieren durchgeführt (Drozd & Osiecki 1973, Drozd 1979, Einfeld 1974a/b, Perzanowski 1978, Weiner 1977, Ellenberg 1978, Papageorgiou et al. 1981, Hartfiel et al. 1985, Enzinger 1998, Behrend 1999). Aus diesen Studien geht hervor, dass ein Reh mit einer durchschnittlichen Körpergewicht von 20 kg (metabolische Körpermasse $9,46 \text{ kg}^{0,75} \text{ KM}$) mit normaler Lokomotion je nach Jahreszeit pro Tag einen täglichen Energiebedarf von ca. 4,0 MJ im Winter (Aktivitätsminimum) und ca. 7,0 MJ im Sommer (Aktivitätsmaximum) (Drozd & Osiecki 1973, Weiner 1977, Hartfiel et al. 1985) sowie zur Brunftzeit von bis zu 8,5 MJ (bei Böcken; Oslage & Strothmann 1988) umsetzbarer Energie (ME) aufweist. Grundsätzlich kann der Energiebedarf bei Rehen in Stresssituationen kurzzeitig um 100 - 200 % ansteigen (Weiner 1977, Hartfiel et al. 1985, Bubenik 1984, Stubbe 1997). Bei allen Untersuchungen erfolgte die Energiebewertung jedoch an zahmen Tieren. So beruhen die Angaben für den Energiebedarf bei abweichendem Verhalten, insbesondere in freier Wildbahn, vor allem auf gutachterlichen Schätzungen.

Hinweise über die Höhe des Energiewerts der aufgenommenen Nahrung von Rehen lieferten erstmals Drozd & Osiecki (1973), später auch Oslage & Strothmann (1988). Die Autoren führten Fütterungsversuche durch, bei denen die aufgenommene Nahrung der Rehe exakt beobachtet und erfasst wurde. Anschließend wurde die identische Menge an frischer Nahrung verwendet und der Energiegehalt in MJ umsetzbarer Energie pro kg Trockensubstanz bestimmt. Die Autoren gelangten durch dieses Verfahren zu Energiewerten der Rehnahrung von 4,1 bis 7,8 MJ pro Tag und Reh, abhängig von der jeweiligen Jahreszeit. Diese Methode ermöglichte es allerdings nur, den Energiegehalt einer vorgegebenen und somit eingeschränkten Nahrungswahl zu untersuchen. Der tatsächlichen Nahrungsdiversität in unterschiedlichen Habitaten und der spezifischen Nahrungsselektion des Rehwildes kann dies jedoch nicht

gerecht werden. In beiden Studien wurde zudem festgestellt, dass das Rehwild bei unbegrenztem Futterangebot in seiner Futteraufnahmemenge einem jahreszeitlichen Rhythmus folgt (Bubenik & Lochman 1956, Drozd 1979, Dissen & Hartfiel 1985, Barancekova 2010).

Autoren wie Schmidl (1996), Reimoser (2006), Djordjevic et al. (2006) und Popovic et al. (2009) analysierten die Qualität der Rehnahrung durch eine Direktentnahme von Panseninhalt und dessen Bestimmung der Roh Nährstoffanteile. Dissen & Hartfiel kombinierten bereits 1985 die Ermittlung der Roh Nährstoffe von rehwildspezifischen Futtermitteln mit der Berechnung des Energiegehalts der Rehnahrung. Sie konnten durch ihre Fütterungsversuche spezielle Verdauungsquotienten für Rehwild ermitteln. Doch blieb diese Anwendung auf zwei verschiedene Futtermittel beschränkt und ist nicht mit der natürlichen Nahrung vergleichbar. Andere Untersuchungen zum Energiegehalt der Nahrung bei Rehen wurden mit Energieberechnungen durchgeführt, die ausschließlich den Gehalt an Roh Nährstoffen in der Nahrung berücksichtigen oder die Verdauungsfähigkeiten von Rindern denen der Rehe gleichstellen (Hartfiel et al. 1985). In weiteren Studien zum Energiegehalt der Rehnahrung wurde die Nahrung mittels Bombenkalorimeter verbrannt (Drozd & Osiecki 1973, Papageorgiou et al. 1981). Diese Methode liefert jedoch die Bruttoenergie der Nahrung.

1.3 Fragestellung

Diese Arbeit analysiert und vergleicht die jahreszeitliche Nahrungsaufnahme, Nahrungsqualität/-energiedichte, die ernährungsphysiologisch anpassungsfähigen Parameter, Kondition und Anzeichen für Langzeitstress sowie die Mikrobiotazusammensetzung im Pansen zweier Rehwildpopulationen in einem forstlich und in einem landwirtschaftlich geprägten Habitat in Bayern. Innerhalb der drei Arbeitsbereiche „Nahrungsaufnahme“, „Nahrungsqualität“ und „Physiologie“ des Rehwildes sollen folgende Fragen beantwortet werden:

Im Arbeitsbereich „Nahrungsaufnahme“

Panseninhaltsmenge

- Wie stark sind die Pansen mit Inhalt gefüllt und gibt es habitatspezifische und jahreszeitliche Unterschiede bei den Füllungszuständen?

Panseninhaltsbestandteile

- Wie unterscheidet sich das Nahrungsspektrum zwischen den beiden Rehwildpopulationen?
- Wie verändert sich das Nahrungsspektrum der Tiere im Jahresverlauf?

Diversität/Ausgewogenheit und Relevanz der Panseninhaltsbestandteile

- In welchem Habitat ist die Nahrungsdiversität und -ausgewogenheit höher?
- Gibt es Nahrungskategorien von besonderer Wichtigkeit, die sich durch eine große Aufnahmemenge und eine hohe Auftretungsfrequenz auszeichnen?

Im Arbeitsbereich „Nahrungsqualität“

Nährstoffe der Nahrung

- Wie unterscheidet sich der Nährstoff-/Fasergehalt der Nahrung zwischen den Habitaten und im Jahresverlauf?

Umsetzbare Energie der Nahrung

- Wie unterscheidet sich der Gehalt an umsetzbarer Energie der Nahrung zwischen den Habitaten und im Jahresverlauf?
- Welche der Analysemethoden (Reh vs. Hammel) ist zur Ermittlung des Energiehalts der Nahrung besser geeignet und in welchem Maße unterscheiden sich die Verfahren?

Fermentationsparameter des Pansensafts

- Wie unterscheiden sich die Pansensaftparameter im Bezug zu den Habitaten?
- Wie verändern sich die Pansensaftparameter beider Populationen im Jahresverlauf?
- Liefern Laktatwert und pH-Wert des Pansensafts Hinweise auf eine energiereiche und leichtverdauliche Ernährungsweise des Rehwildes in den Habitaten?

Im Arbeitsbereich „Physiologie“

Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens

- Unterscheiden sich die Mikrobiotazusammensetzung und Anzahl der Mikroorganismen im Pansen der Tiere zwischen den Habitaten und im Jahresverlauf?

Kondition der Tiere

- Unterscheiden sich das Körpergewicht und die Kondition der Tiere zwischen den Habitaten und im Jahresverlauf?

Stresssignale im Kot

- Unterscheiden sich die Glukokortikoidmetabolitenkonzentrationen im Kot der Tiere zwischen den Habitaten und im Jahresverlauf?

1.4 Lösungsansatz

In der vorliegenden Studie werden Nahrungsaufnahme und Nahrungsqualität, speziell aber auch die umsetzbare Energie der Rehwildnahrung nach Jahreszeiten in einer vom Menschen intensiv genutzten Kulturlandschaft untersucht. Die Parameter wurden vergleichend nach kulturlandschaftlich repräsentativen, aber unterschiedlich genutzten Habitaten betrachtet. Dabei handelte es sich um einen landwirtschaftlich und einen forstwirtschaftlich geprägten Wildlebensraum, der hinsichtlich seiner Funktion als Wildlebensraum qualitativ bewertet werden kann.

Um eine fundierte Aussage zur Qualität der Rehwildnahrung in den ausgewählten bayerischen Gebieten (s. u. 2.1) treffen zu können, wurde die Studie über mehrere Jahre geführt und die Bestandteile der Rehwildnahrung zu allen vier Jahreszeiten analysiert. Der ernährungsphysiologische Zustand (Kondition/Anzeichen für Langzeitstress) der Tiere in den unterschiedlichen Habitaten wurde dabei mitberücksichtigt. Auf diesem Wege konnte die habitat-/nahrungsgeprägte Physiologie des Rehwildes wissenschaftlich nachvollziehbar untersucht werden. Für die Untersuchung der Nahrungsqualität, die dem Rehwild zur Verfügung steht, mussten einerseits die verschiedenen Bestandteile der Nahrung (Nährstoffe & Faseranteile) analysiert und andererseits der umsetzbare Energiegehalt der verfügbaren Äsung gemessen werden. Entscheidend für den Energiegewinn aus der Äsung sind die Mikrobiota im Pansen der Wildwiederkäuer. Allein die Pansenflora und -fauna der Rehe ermöglicht ihnen eine energiebringende Verdauung ihrer Äsung. Studien zur Pansenflora und -fauna des Rehwildes sind bisher nur rudimentär vorhanden und entsprechen nicht den neusten molekularbiologischen Standards (Imai et al. 1983, Enzinger 1989, Drescher-Kaden & Seifelnasr 1977a). Diese Studie berücksichtigt daher die Art und Anzahl der Pansenmikrobiota der Rehe und liefert neue Einblicke, welchen Einfluss die Äsung auf die Mikrobiotazusammensetzung nimmt.

Ziel dieser Studie ist es, belastbare Erkenntnisse zu den Auswirkungen der modernen Land- und Forstwirtschaft auf die Qualität des Wildlebensraumes in Bayern, fokussiert auf den Aspekt der quantitativen und qualitativen Nahrung des Rehwildes, zu liefern. Anhand der Ergebnisse dieser Studie, ergänzt mit bereits vorhandenem Wissen über den Nahrungs- und Energiebedarf des Rehwildes, lassen sich letztendlich Empfehlungen für wildbiologische Managementstrategien, speziell für die vegetationsarme Winterzeit, ableiten. Mittels eines Vergleichs der Konditions- und Stresssignalwerte der Wildtiere vor dem Hintergrund der umfassenden Nahrungsanalyse ist es möglich, Empfehlungen für notwendige Wildhegemaßnahmen (z.B. Notzeitfütterung/Herbstmastsimulation) zu erstellen.

Um die Fragestellungen ausreichend beantworten zu können, wurden für die drei Arbeitsbereiche folgende Lösungsansätze gewählt:

Im Arbeitsbereich „Nahrungsaufnahme“

Panseninhaltsbestandteile und -menge

Mittels der Panseninhaltsanalyse (PIA) kann eine Aussage über die Art und Vielzahl der aufgenommenen Nahrung während des letzten Retentionszeitraums eines Tieres getroffen werden. Dabei werden die Pflanzenbestandteile/-fragmente der Pansenrohmasse mittels verschiedener Siebgrößen von einander getrennt und bestimmt. Diese Methode liefert realistische Einblicke in das saisonale Nahrungsvorkommen des Habitats sowie der Nahrungselektion der Untersuchungstiere. Die Inhaltsmenge der Pansen wurde mittel Wägung erhoben.

Diversität und Ausgewogenheit der Nahrungsbestandteile

Beim Vergleich des Nahrungsspektrums zweier verschiedenen Rehpopulationen sollten nicht nur die Nahrungsbestandteile mit einander verglichen werden, sondern auch der Panseninhalt als Gesamtes betrachtet werden. Es eignet sich dafür die Diversität und die Ausgewogenheit der Panseninhaltszusammensetzung beider Rehpopulationen anzusehen. Mittels des Diversitätsindex nach Shannon & Weaver (1949) und des Ausgewogenheitsindex nach Sheldon (1969) ist dies möglich. Beide Indizes lassen Rückschlüsse auf die Nahrungsverfügbarkeit der Habitate zu.

Relevanz der Nahrungsbestandteile

Um abschätzen zu können, welche Bedeutung eine spezielle Nahrungskategorie in einer Jahreszeit für das Untersuchungstier hat, wurde durch eine Kombination der gefressenen Menge einer Pflanze und der Aufnahmehäufigkeit einer Pflanze, der Relevanzindex für jede Nahrungskategorie ermittelt. Dieser Index ermöglicht eine realistische Bewertung der Bedeutung/Relevanz der verschiedenen Nahrungskomponenten in der Rehernährung, da sowohl die Frequenz als auch das Gewicht der vorgefundenen Nahrung im Pansen in die Auswertungen miteinbezogen und in Relation gesetzt werden (Siuda et al. 1969, Jackson 1980).

Nährstoffe der Nahrung

Das von Henneberg und Strohmann 1859 entwickelte Weender-Verfahren dient ursprünglich der Analyse des Gehaltes an Rohnährstoffen in Futtermitteln. Das auch in dieser Studie angewendete Weender-Verfahren wurde zur Ermittlung der Zusammensetzung der Inhaltsstoffe der von den Untersuchungstieren aufgenommenen Nahrung genutzt. Mittels dieses Verfahren lässt sich die Nahrung in folgende Nährstoffgruppen: Rohasche (XA), Rohfaser (XF), Rohprotein (XP), Rohfett (XL) und stickstofffreie Extraktstoffe (NfE) einteilen. Eine ergänzende Faserfraktionierung dient der detaillierteren Aufgliederung der faserhaltigen Kohlenhydrate. Es können so die genauen Anteile der Hemizellulose, der Zellulose und des Lignins eruiert werden (Van Soest & Wine 1967, Van Soest 1982).

Umsetzbare Energie der Nahrung

Im Rahmen dieser Arbeit wurde zur umsetzbaren Energiebestimmung (ME) des Panseninhalts der Hohenheimer Futterwerttest (HFT) herangezogen. Dieser Test simuliert eine In-vitro-Verdauung des Probenmaterials mittels des Pansensafts von Spendertieren (Hammeln) auf einem hohen standardisierten Niveau. Durch die Korrelation des Substratabbaus bei der Fermentierung und der daraus resultierenden Endprodukte CO₂ und CH₄, kann mit Hilfe des Gasbildungswerts und der im Weender-Verfahren ermittelten Rohnährstoffanteile die in der Nahrung erhaltene umsetzbare Energie errechnet werden. Um eine mögliche Anpassung des Rehpanensafts an die saisonal verfügbare Nahrung zu ermitteln, wurde neben dem standardisierten HFT-Verfahren ein zweites, spezialisiertes HFT-Verfahren mit Rehpanensaft angewendet.

Fermentationsparameter im Pansensaft

Die Bestimmung der Fermentationsparameter im Pansensaft wie der flüchtigen Fettsäuren (Essigsäure > Propionsäure >> Buttersäure >>> Valeriansäure), des Ammoniakgehalts, Laktatgehalts und pH-Werts dient ebenfalls zur Ermittlung der Qualität der von den Rehen aufgenommenen Nahrung. Anhand der durch die Fermentation gebildeten Produkte lassen sich Rückschlüsse auf die Art und die Menge der Rohnährstoffe in der Nahrung ziehen.

Flüchtige Fettsäuren

Ein wichtiger Fermentationsparameter stellen dabei die flüchtigen Fettsäuren dar. Flüchtige Fettsäuren (FFS) entstehen als Endprodukt der mikrobiellen Fermentation von Kohlenhydraten (z.B. Stärke/Zucker) und schwerlöslichen Fasern (z.B. Zellulose) im Pansen von Wiederkäuern. Dabei handelt es sich um kurzkettige, gesättigte Fettsäuren, die sich in Essigsäure, Propionsäure, Buttersäure, Iso-Buttersäure, Valeriansäure und Iso-Valeriansäure

unterteilen lassen. Die Gesamtmenge an gebildeten Fettsäuren ist maßgeblich von der Nahrungszusammensetzung abhängig und nimmt zu, je energiereicher die aufgenommene Nahrung ist (Sommer 2004). Das Verhältnis der beiden am häufigsten vorkommenden Säuren Essigsäure und Propionsäure (Acetat/Propionat-Verhältnis), spiegelt den Anteil an leicht- und schwerlöslichen Fasern wieder. Je mehr Essigsäure im Verhältnis zu Propionsäure vorhanden ist, desto höher ist der Anteil der schwerlöslichen Fasern in der Nahrung (Enzinger & Hartfiel 1998). Die FFS-Analyse im Pansensaft gibt somit Auskunft über die Qualität und Art der Nahrungszusammensetzung im Pansen. Die Zusammensetzung der flüchtigen Fettsäuren im Pansensaft der Untersuchungstiere wurden mittels der Gaschromatographie ermittelt.

Ammoniak

Ammoniak (NH_3) entsteht während der Fermentation der Nahrung im Wiederkäuerpansen durch Mikroorganismen. Enzyme der Mikroorganismen spalten dabei das Nahrungsprotein und die in der Nahrung enthaltenen Nicht-Protein-Stickstoff-(NPN)-Verbindungen auf. Der daraus resultierende Ammoniak dient als Stickstoffquelle der mikrobiellen Proteinsynthese (Sommer 2004). Hohe NH_3 -Werte im Pansensaft spiegeln somit hohe Eiweißgehalte der Nahrung und demnach eine hohe Energiezufuhr wieder. Zur Messung des Ammoniakgehalts im Pansensaft der Rehe wurde das Analysekit Ammonia Assay Kit von Sigma und ein Photometer herangezogen.

Laktat

Während der Fermentation der Nahrung im Pansen von Wiederkäuern entsteht auch Milchsäure (Laktat), insbesondere beim raschen Abbau leichtlöslicher Kohlenhydrate (KH) (Kaufmann & Rohr 1967). Die Menge des entstehenden Laktats ist stark abhängig von der Anzahl laktatproduzierender Bakterien. Normalerweise sind die Laktatmengen im Pansen gering, da das Laktat von den Mikrobiota rasch weiterverarbeitet wird. Bei der Aufnahme ungewohnt großer Mengen leichtlöslicher Kohlenhydrate entsteht durch deren raschen Abbau viel Laktat, welches nicht schnell genug zu Propionsäure umgewandelt werden kann. Resultat ist eine Absenkung des Pansen-pH-Werts und somit eine ausgeprägte Veränderung der Pansenmikroflora zugunsten milchsäurebildender Bakterien, da die zellulolytischen sowie laktatabbauenden Bakterien und Protozoen absterben (Millen et al. 2016). Dies fördert erneut die Laktatbildung und Anreicherung. Eine zu hohe Milchsäuregärung im Pansen führt nach längerer Zeit zu einer Pansenazidose. Der Laktatgehalt im Pansensaft ist somit ein guter Weiser für eine erhöhte Zufuhr von kohlenhydratreicher und rohfasearmer Nahrung (Brüggemann & Giesecke 1968, Brüggemann et al. 1967). Der durchschnittliche Pansen-pH-Wert liegt zwischen 5,8 und 7,5 (Lohse 2000, Ritz et al. 2013). In diesem Bereich sollte der Propionsäurewert über dem Wert des Laktats liegen. Um den Laktatgehalt im Pansensaft der Tiere zu ermitteln wurde ähnlich wie beim Ammoniakgehalt auch die Photometrie und ein Laktat Kits von Roche verwendet.

pH-Wert

Der pH-Wert der Untersuchungstiere wurde gemessen, da er ein guter Indikator für die Abläufe der Verdauungsprozesse im Pansen der Rehe darstellt. Der pH-Wert ist stark abhängig von der aufgenommenen Nahrung. Leichtlösliche Kohlenhydrate (Einfach- und Zweifachzucker) sowie Stärke führen zu einer hohen und raschen Säurebildung. Schwerverdauliches Substrat mit hohem Zellulose- oder Ligninanteil liefern langsam entstehende Säure. Zu viel Säure im Pansen über einen längeren Zeitraum von 2 - 3 Wochen, kann die Pansenflora und -fauna stark schädigen und somit zum Tod der Tiere führen (Deutz et al. 2009). Die Messung des pH-Werts des Pansensafts gibt Aufschluss über die Art der gefressenen Nahrung und dient somit als geeigneter Weiser für eine ordnungsgemäße Funktion des Vormagensystems. Der pH-Wert des Pansensafts jeden Untersuchungstieres wurde mit einem pH-Meter erfasst.

Im Arbeitsbereich „Physiologie“

Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens

Die Mikrobiota stellen die Gesamtheit der im Pansen eines Wiederkäuers siedelnden Mikroorganismen (MO) dar. Man unterscheidet dabei zwischen der Pansenflora (Bakterien/Archaea) und der Pansenfauna (Protozoen) (Sommer 2004). Darüber hinaus bilden Pilze ein komplexes Ökosystem im Pansen, welches hauptsächlich für die Faserverdauung verantwortlich ist (Brade & Distl 2015). Dabei gehen die MOs eine Symbiose mit ihrem Wirtstier ein, indem sie die bei der Faserverdauung entstehende Energie für sich nutzen und bei der späteren Labmagenverdauung dem Wirtstier als Proteinquelle dienen. Das Mikrobiom ist dabei tierarten- und nahrungsabhängig. Es besteht eine direkte Kopplung zwischen der Mikrobiotazusammensetzung und der aufgenommenen Nahrung bzw. der daraus resultierenden Pansenfermentationsmuster (Brade & Distl 2015). Die ruminalen Mikrobiota wurden mittels der quantitativen Real-time-Polymerase Chain Reaktion (q-PCR) bestimmt, die das Genom der im Pansen lebenden Mikrobiota erfasst. Diese Methode liefert Rückschlüsse über die Zusammensetzung aber auch über die Anzahl der im Pansen lebenden MOs eines jeden Probestieres. Das PCR-Verfahren detektiert je nach Primerart ein artspezifischen DNA-Fragmentes in der zuvor isolierten DNA-Probe. So lässt sich aus einer Vielzahl von DNA-Stücken das gesuchte Fragment einer speziellen Art nachweisen.

Kondition der Tiere

Mit Hilfe der Konditionsbestimmung von Tieren können Rückschlüsse auf deren Verfassungszustand und Gesundheitszustand getroffen werden. Die Konditionsbestimmung ermöglicht zudem häufig Rückschlüsse auf die Habitatqualität einer Tierpopulation, da die Kondition eines Tieres primär durch äußere Umwelteinflüsse wie der Populationsdichte aber auch durch die Nahrungsverfügbarkeit und -qualität beeinflusst wird. Im Rahmen dieser Arbeit wurden zur Messung

der Kondition der Untersuchungstiere die Parameter Körpergewicht und Nierenfettindex herangezogen. Die Berechnung des Nierenfettindex (0 - 300 %) erlaubt einen zulässigen Vergleich der Kondition zwischen verschiedenen Individuen.

Stresssignale im Kot

Im Rahmen dieser Studie wurden Signale für Langzeitstress bei den Untersuchungstieren über Glukokortikoidmetaboliten (GCM) im Kot gemessen. Ziel dieser Analyse war es, mögliche Stressbelastungen auf die Tiere durch die jeweiligen Habitatbedingungen (z.B. Nahrungsknappheit) zu bestimmen. Hierfür eignet sich die Messung der GCMs über den Kot besonders gut. Erleiden Tiere Stress, schüttet ihr Körper vermehrt Kortisol aus. Dieses Kortisol dient zur Aktivierung kataboler Stoffwechselfvorgänge. Später gelangt das Kortisol über den Blutkreislauf in die Leber und wird dort metabolisiert. Die dabei entstehenden Glukokortikoidmetaboliten werden über den Kot des Tieres ausgeschieden. Der Ausscheidungsprozess der GCMs über den Kot dauert beim Reh ca. 10 - 14 Stunden (Holand 1994, Behrend 1999, Weilnböck 2013). Dadurch ist dieser Stressindikator rückkopplungsfrei. Über die Mengen der ausgeschiedenen GCMs im Kot können Aussagen über die Intensität der Stressoren getroffen werden. Der Gehalt der GCMs im Kot der Tiere wurde mittels eines speziell für Rehe entwickelten Enzymimmunoassay analysiert.

2. Material und Methoden

2.1 Untersuchungsgebiet

Im Rahmen der Arbeit wurden zwei unterschiedliche Gebiete beprobt. Hierfür wurde ein forstlich und ein landwirtschaftlich geprägtes Habitat ausgewählt. Die Auswahl der Flächen erfolgte nach den folgenden Kriterien:

- 1) hoher Waldanteil bzw. hoher Anteil landwirtschaftlicher Flächen,
- 2) Rehwildvorkommen ohne starke Nahrungskonkurrenz,
- 3) kein Vorkommen anthropogener Nahrungsquellen (Fütterung),
- 4) etwa vergleichbare Region, Fläche und Klima beider Gebiete,
- 5) gute Erreichbarkeit der Flächen,
- 6) möglichst lokale Unterstützung und Wohlwollen der Jagdeigentümer vor Ort.

Die ausgewählten Gebiete liegen in Ober- und Niederbayern in Deutschland (s. Abbildung 1).

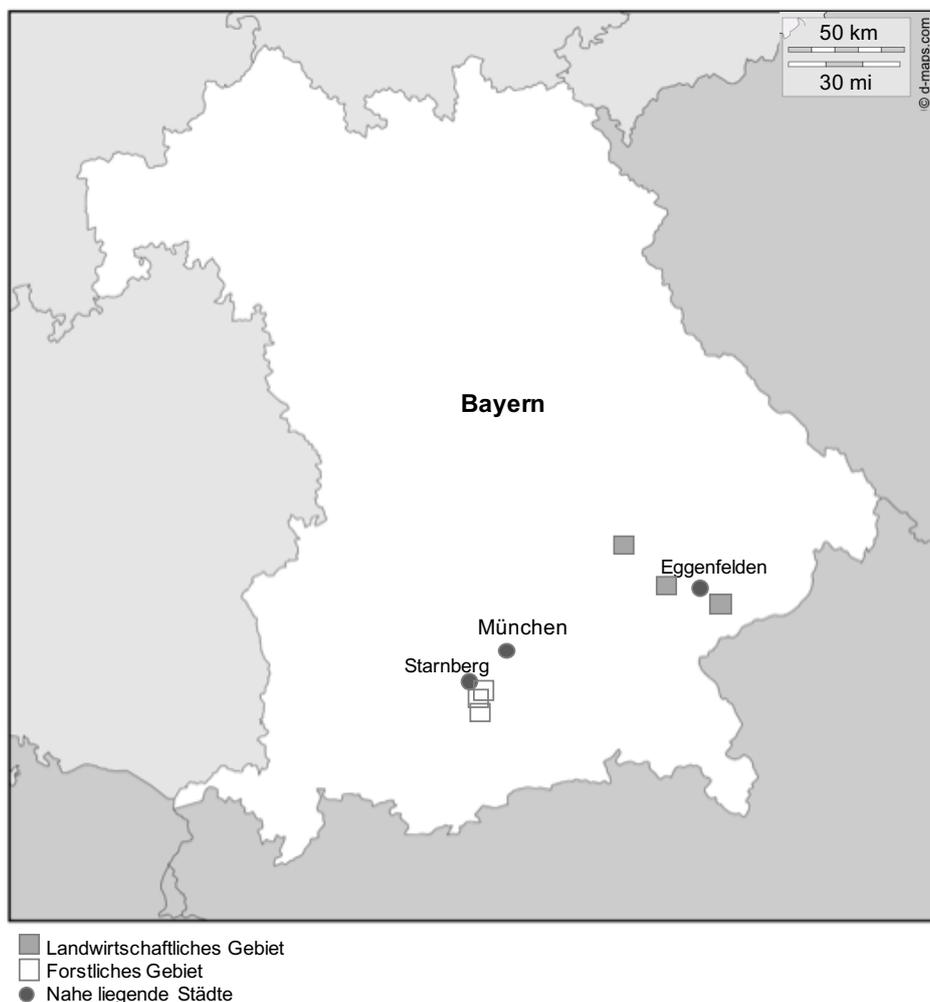


Abbildung 1: Lage der Untersuchungsgebiete innerhalb Bayerns; D - maps.com, modifiziert.

Das forstlich geprägte Gebiet (**FO/Waldhabitat**) umfasst drei Flächen, welche im Südwesten Oberbayerns liegen: die Wadhäusergräben (47°59'3.41"N, 11°24'24.23"E), Breitwies/Schorn (48° 0'22.14"N, 11°28'0.11"E) und der Forstenrieder Park (48° 1'14.27"N, 11°26'19.29"E). Das forstliche Areal umfasst 2660 Hektar und ist zu 93 % mit Wald bedeckt (s. Abbildung 2). Die restlichen Flächen sind als Forststraßen und Lichtungen deklariert. Mit 80 % Anteil ist die im forstlich geprägten Untersuchungsgebiet vorherrschende Baumart die Fichte. Als weitere Baumarten finden sich dort die Buche mit ca. 18 % und die Tanne mit ca. 2 %. Die jährliche Durchschnittstemperatur in diesem Gebiet liegt zwischen 7,5 - 8,1 °C (Forstamt Starnberg 2004, Deutscher Wetterdienst, Nov. 2011 - Juli 2014).

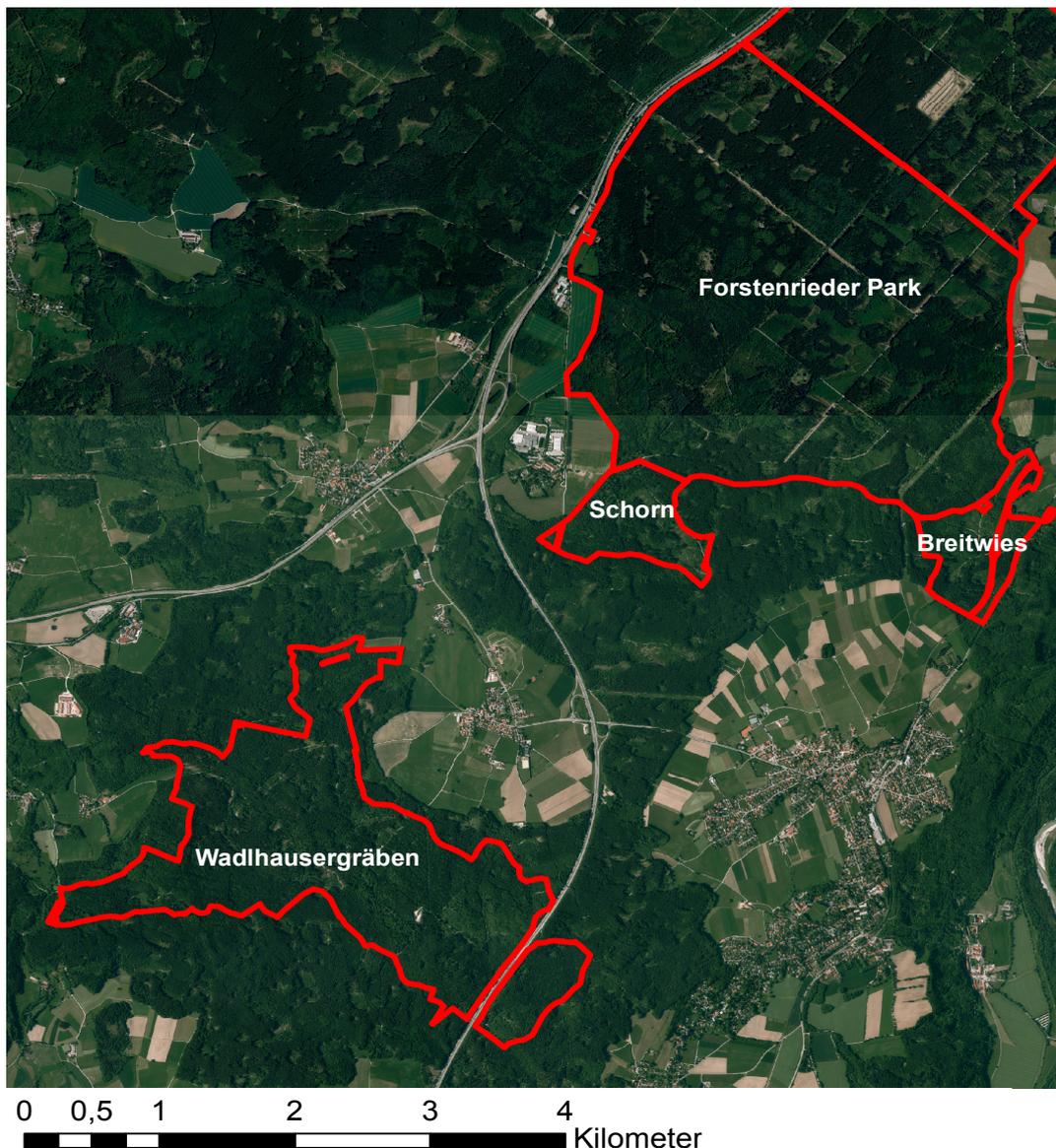


Abbildung 2: Forstlich geprägtes Untersuchungsgebiet, Wadhäusergräben Schorn/Breitwies und Forstenrieder Park Karte Bayern Atlas, Grenzen: BaySf München, ArcGIS, modifiziert.

Das zweite Untersuchungsgebiet beinhaltet drei Flächen, die im südlichen Niederbayern liegen: Rampoldstetten II (48°30'23.25"N, 12°32'37.73"E), Vordersarling (48°24'16.29"N, 12°40'38.47"E) und Wurmansquick (48°22'31.19"N, 12°49'17.26"E). Das landwirtschaftlich geprägte Gebiet (**LA/Agrarhabitat**) umfasst in der Summe 2240 Hektar Fläche, die dominiert ist durch eine mosaikartige Struktur aus Wald, landwirtschaftlichen Anbauflächen und offenen Wiesenbereichen (s. Abbildung 3). Die landwirtschaftlichen Flächen stellen 66 - 73 %, die kleinen Waldparzellen 27 - 34 % der Gesamtfläche. Jede der Waldparzellen umfasst ca. 22 - 30 Hektar mit den Hauptbaumarten Fichte, Tanne und Buche. Während der Studiendauer bestand der vorherrschende landwirtschaftliche Anbau aus 33 - 40 % Weide, 16 - 21 % Getreide, 11 - 27 % Silagemais 3 - 10 % Körnermais, 5 - 8 % Gerste und aus 3 - 10 % Klee gras. Die jährliche Durchschnittstemperatur lag im landwirtschaftlichen Gebiet zwischen 8,5 - 8,9 °C (AELF Landau, Deutscher Wetterdienst, Nov. 2011 - Juli 2014).

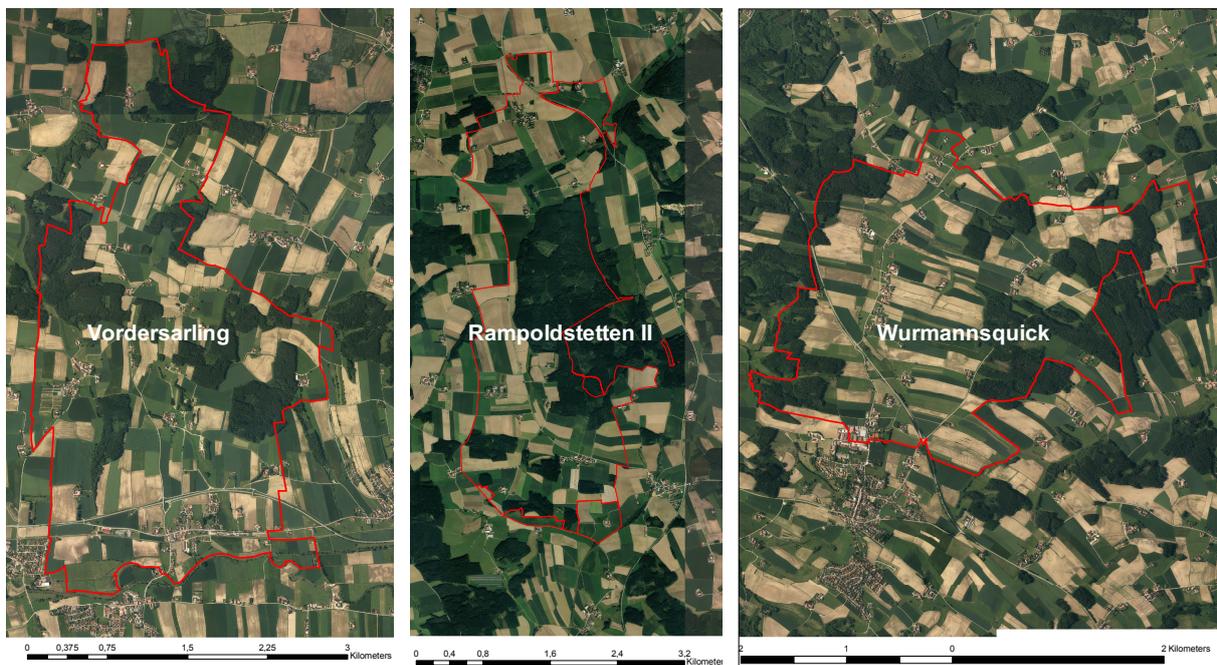


Abbildung 3: Landwirtschaftlich geprägtes Untersuchungsgebiet, Vordersarling, Rampoldstetten II und Wurmansquick; Karte Bayern Atlas, Grenzen: AELF Landau, ArcGIS, modifiziert.

Eine detaillierte Beschreibung der geologischen/-botanischen Eigenschaften sowie der forst- und landwirtschaftlichen Vegetation der einzelnen Untersuchungsflächen sind den Tabellen 1 und 2 zu entnehmen.

Tabelle 1: Geobotanische Charakteristika der Untersuchungsflächen; FO = Forst, LA = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet, Fi = Fichte (*Picea abies*), Ta = Weißtanne (*Abies alba*), Ki = Kiefer (*Pinus sylvestris*), Bu = Buche (*Fagus sylvatica*), Ei = Stieleiche (*Quercus robur*) (Hofmann 2012, Forstamt Starnberg 2004, ALEF Landau 2014, DWD 2011 - 2014).

Habitat	Gebiet	Größe [ha]	Höhe [m ü NN]	Jährl. Ø Temperatur [°C]	Jährl. Ø Niederschlag [mm]	Baumartenverteilung [%]
FO	Wadlhausergräben	437	640-656	7,5-8,1	925-1140	Fi: 80, Ta: 2, Bu: 18
FO	Forstenrieder Park	2088	635-640	7,5-8,1	925-1140	Fi: 80, Ta: 2, Bu: 18
FO	Breitwies/Schorn	136	645-665	7,5-8,1	925-1140	Fi: 80, Ta: 2, Bu: 18
LA	Rampoldstetten II	730	462-470	8,3-8,9	785-845	Fi: 75, Ta: 10, Ki: 9, Bu: 7, Ei: 2
LA	Vordersarling	755	492-500	8,3-8,9	785-845	Fi: 75, Ta: 5, Ki: 15, Bu: 2, Ei: 1
LA	Wurmannsquick	755	450-500	8,3-8,8	785-845	Fi: 83, Ta: 4, Ki: 6, Bu: 3, Ei: 1

Tabelle 2: Geologische Charakteristika der Untersuchungsflächen; FO = Forst, LA = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet, Wz = Weizen (*Triticum sp.*), Sm = Silagemais (*Zea mays*), Km = Körnermais (*Zea mays*), Ge = Gerste (*Hordeum vulgare*), Wi = Wiese; Kg = Klee gras (AELF Pfarrkirchen/AELF Landau (Anbaudaten Ø 2012 bis 2014)).

Habitat	Gebiet	Bodenaufwuchs Wald			Anbauflächen [Ø; %]	Geologie
FO	Wadlhausergräben	Strauchschicht, <i>Vaccinium spec.</i> Bärlappgewächse	<i>Rubus</i> spec., Kräuter, Moos,	spec., -	-	Jungmoräne Molassevorberge
FO	Forstenrieder Park	Strauchschicht, <i>Vaccinium spec.</i> Bärlappgewächse	<i>Rubus</i> spec., Kräuter, Moos,	spec., -	-	Münchner Schotterebene
FO	Breitwies/Schorn	Strauchschicht, <i>Vaccinium spec.</i> Bärlappgewächse	<i>Rubus</i> spec., Kräuter, Moos,	spec., -	-	Jungmoräne Molassevorberge
LA	Rampoldstetten II	Strauchschicht, <i>Vaccinium spec.</i> Brennnesseln, Moss, Schachtelhalm	<i>Rubus</i> spec., Kräuter,	spec.,	Wz: 18, Sm: 12, Km: 8, Ge: 8, Wi: 36, Kg: 7	Tertiäres Hügelland
LA	Vordersarling	Strauchschicht, <i>Vaccinium spec.</i> Brennnesseln, Moss, Schachtelhalm	<i>Rubus</i> spec., Kräuter,	spec.,	Wz: 19, Sm: 18, Km: 8, Ge: 5, Wi: 37, Kg: 3	Tertiäres Hügelland
LA	Wurmannsquick	Strauchschicht, <i>Vaccinium spec.</i> Brennnesseln, Moss, Schachtelhalm	<i>Rubus</i> spec., Kräuter,	spec.,	Wz: 17, Sm: 26, Km: 4, Ge: 1,5, Wi: 34, Kg: 10	Tertiäres Hügelland

2.2 Probengenerierung

Es wurden Tiere beprobt im Zeitraum von November 2011 bis Oktober 2014. Die Rehe wurden entsprechend ihres Erlegungsdatums nach Tag, Monat und Probenjahr zugeordnet. Die Zuweisung zu Jahreszeiten fand meteorologisch statt (Frühling = März/April/Mai, Sommer = Juni/Juli/Aug, Herbst = Sep/Okt/Nov, Winter = Dez/Jan/Feb).

Ein ausreichendes Rehwildvorkommen war auf den gesamten Studienflächen gegeben. Den Beweis hierfür liefern die langjährig erfüllten Abschusspläne und Jagdstrecken der beiden Jagdgebiete. Neben der Wildtierart Rehwild sind dort keine weiteren Schalenwildarten angesiedelt. Daher kann eine starke Nahrungskonkurrenz anderer Tierarten ausgeschlossen werden. In beiden Gebieten fanden weder davor noch während der gesamten Studienphase Wildtierfütterungen statt. Aufgrund der individuellen Aktionsräume der Tiere und der begrenzten Fläche des Untersuchungsgebiets kann jedoch nicht völlig ausgeschlossen werden, dass in der angrenzenden Nachbarregion auch anthropogene Nahrung zur Verfügung stand.

Die Probentiere wurden im Rahmen des behördlich festgesetzten Abschussplans erlegt. Der Hauptanteil der Tiere wurde während der festgesetzten Jagdzeit mittels Ansitz-, Pirsch oder Drückjagden erlegt. Um den gesamten Jahresverlauf bei der Studie berücksichtigen zu können, wurden auch Tiere innerhalb der Schonzeit mittels einer Schonzeitaufhebung (Schonzeitaufhebungsbeschluss nach Artikel 33 des Bayerischen Jagdgesetz, Landratsamt Starnberg Az: 31-7512-02/13; Landratsamt Rottal-Inn Az: 31-7512-01/13; Forstbetrieb München Az: 5.3-750/Hei) erlegt. Aufgrund des unterschiedlichen Aktivitätsrhythmus der Tiere während des Jahresverlaufes wurden 245 Tiere mit ungleicher Verteilung innerhalb der Jahreszeiten beprobt. Es wurde immer eine Mindestprobenanzahl von vier Tieren pro Untersuchungsgebiet und Monat erreicht. Die Erlegung der Rehe erfolgte durch jagdausübungsberechtigte Personen der AG Wildbiologie, Privatpersonen oder durch Berufsjäger des bayerischen Staats- sowie Privatwaldes. Die Abschussquoten und das Tierschutzgesetz wurden bei allen Abschüssen stets berücksichtigt.

Unmittelbar nach der Erlegung wurden die Rehe aufgebrochen und die Organe entnommen.

Untersucht wurden nur Pansen, die keinerlei Verletzung durch den Schuss oder das Aufbrechen aufwiesen und von gesunden Tieren stammten. Den Rehen wurde der Magentrakt, beide Nieren mit umliegendem Fettgewebe und Kot aus dem Rektum entnommen. Dabei wurden vor der Entnahme des Magentraktes aus dem Tierkörper oberhalb des Pansens die Speiseröhre (Oesophagus/Schlund) sowie der Übergang vom Labmagen (Abomasum) zum Zwölffingerdarm (Duodenum) mittels Kabelbinder abgebunden um das Herausfließen bzw. den Verlust von Panseninhalt zu vermeiden. Das Gewicht der Rehe wurde nach dem Aufbrechen vor Ort ermittelt.

Die Proben wurden unmittelbar nach der Entnahme bei -20 °C in mobilen Gefriertruhen tiefgefroren und bis zur weiteren Verarbeitung bei -20 °C im Labor gelagert. Von jedem Tier wurden die Parameter Erlegungsdatum, Habitat, Geschlecht, Alter (Juvenil = Kitze/Jungtiere im ersten Lebensjahr, Subadulte = Schmalrehe/Jährlingsböcke/Jungtiere im zweiten Lebensjahr, Adulte = ab Vollendung des zweiten Lebensjahres), Erleger, exakter Erlegungsort, Jagdart, Uhrzeit der Erlegung, Zeitpunkt der Probennahme und Zeitpunkt des Einfrierens auf Protokollblättern festgehalten. Die Vorgehensweise der Probenentnahme ist schematisch in Abbildung 4 dargestellt.

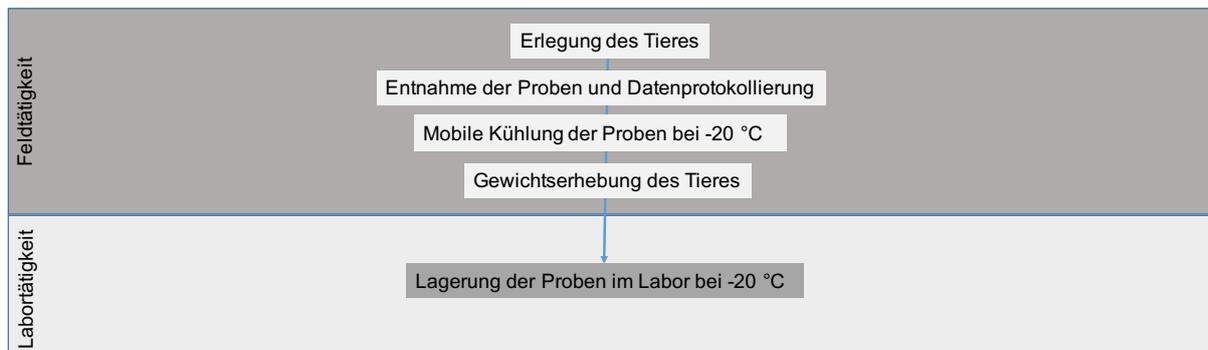


Abbildung 4: Schematische Vorgehensweise der Probengewinnung und Probenlagerung.

2.3 Nahrungsaufnahme

2.3.1 Panseninhaltsmenge

Für die Bestimmung der Panseninhaltsmenge wurden die Pansen ca. 6 Std. vor Bearbeitung bei Raumtemperatur aufgetaut und der Lab- und Blättermagen entfernt. Der Pansen und Netzmagen wurde mittels einer Analysewaage mit 0,1 g Genauigkeit im vollen und leeren Zustand nach Entnahme der Panseninhaltsmasse gewogen, um mittels der Differenz den Inhalt [g] zu errechnen. Um die gesamte Panseninhaltsmasse inklusive des in den Zotten verbleibenden Pansensafts zu gewinnen, wurde die Pansenwand vorsichtig ausgedrückt.

2.3.2 Panseninhaltsbestandteile

Für die makroskopische Panseninhaltsanalyse wurde ein Aliquot von 150 g nach dem Auftauen bei Raumtemperatur (ca. 1 - 2 Std.) der homogenisierten Rohmasse entnommen (Kioroglanidis 1981, Cibien et al. 1995, Abbas et al. 2011). Die Analyse des Panseninhalts wurde durchgeführt nach Ondersheka & Jordan (1976). Hierfür wurde der Panseninhalt in drei übereinanderliegende Siebe mit einer jeweiligen Maschenweite von 6,30 mm, 3,15 mm und 1,00 mm gegeben und mit destilliertem Wasser solange gewaschen, bis das Filtrat klar war. Das in den Sieben mit der Maschenweite 6,3 und 3,15 mm verbleibende Pflanzenmaterial wurde für die makroskopische Identifikation mittels Binokular herangezogen. Das Material wurde anhand von morphologischen Pflanzenmerkmalen wie dem Blätterrind, Ober-/Unterseite des Blattes, Blattaderung und Trichomen identifiziert oder mit Hilfe von Bestimmungsliteratur (Zettel 1974, Gassner 1989, Gerlach 2002, Lüder 2006, Jäger 2011) und Referenzmaterial, welches im jeweiligen Untersuchungsgebiet gesammelt wurde, bestimmt. Jedes bestimmte Pflanzenfragment wurde einer der zwölf Kategorien in Tabelle 3 zugeordnet. Nahrungsbestandteile, die gemäß ihrer saisonalen Verfügbarkeit stark vom Erlegungsdatum des Untersuchungstieres abwichen (z.B. Maiskörner im März im Rehpannen) oder bei der makroskopischen Identifikation als eindeutig anthropogen (z.B. Sesam natürlich nicht verfügbar im Habitat) eingestuft werden konnten, wurden als Kirrmaterial (Bestimmungskategorie 11) eingeordnet.

Tabelle 3: Bestimmungskategorien (1 bis 12) und Äsungscharakteristika der im Panseninhalt gefundenen Pflanzenfragmente.

Nr.	Kategorie	Äsungscharakteristiken
1	Kräuter	krautige, zweikeimblättrige Pflanzen
2	Gräser	Gräser zugehörig der Familien <i>Poaceae</i> , <i>Cyperaceae</i> und <i>Juncaceae</i>
3	Stauden	Brombeeren, Heidelbeeren, Himbeeren usw.
4	Sträucher	holzige Pflanzen mit multiplen Stängeln bis zu einer Höhe von < 5 m
5	Nadelbäume	Nadeln, Triebe, Zweige
6	Laubbäume	Blätter, Triebe, Zweige, aber keine Baumfrüchte
7	Kryptogamen	Flechten, Farne, Moose und Pilze
8	Baumfrüchte	z.B. Bucheneckern, Eicheln, Kastanien
9	Samen	Pflanzensamen z.B. Sonnenblumensamen, Mohn
10	Feldfrüchte	Mais, Getreide, Raps, Senf, Kohl, Rüben usw.
11	Anthropogenes	Kirrmaterial z.B. Apfeltrester, Maiskörner, Sesam
12	Nichtidentifizierbares	keine Zuordnung aufgrund zu starker Verdauung

Das identifizierte Material wurde im feuchten Zustand gewogen, anschließend in einem Trockenschrank bei 60 °C für 24 Std. bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und mit einer Genauigkeit von 0,001 g rückgewogen. Zur besseren Übersicht in gewissen Fällen wurden die Nahrungskategorien 1 - 3 zur Übergruppe „der Weichäsung“ und die Nahrungskategorien 4 - 6 zu einer Übergruppe „der Zähäsung“ zusammengefasst.

Für die Analyse nach Jahreszeiten wurden die Daten der einzelnen Jahre zusammengefasst. Die Ergebnisse wurden als Anteil der jeweiligen Pflanzenkategorie (i-te) am prozentualen Anteil der Gesamttrockensubstanz (D_i ; % Anteil) eines jeden Panseninhalts dargestellt. Um die An- oder Abwesenheit einer speziellen Nahrungskategorie (i-te) in einer Pansenprobe aufzuzeigen, wurde die Auftretungsfrequenz (F_i ; Anwesenheit/Abwesenheit) errechnet und als der prozentuale Anteil an Proben der jeweiligen Kategorie dargestellt, im Bezug zur Gesamtzahl der Proben. Folgende Formel wurde benutzt zur Errechnung der relativen Häufigkeit einer Nahrungskategorie (**F**): $F_i (\%) = (n_i/N) * 100$, dabei bezeichnet n_i die Anzahl an Proben, die eine gewisse Nahrungskategorie aufwiesen, und N die Gesamtzahl der analysierten Proben.

2.3.3 Diversität und Ausgewogenheit der Panseninhaltsbestandteile

Das Maß für die trophische Diversität eines jeden Panseninhalts wurde nach Shannon & Weaver (1949) mittels des Shannon-Index $H = -\sum n ((x_i/100) * \ln(x_i))$ errechnet. x_i ist dabei der prozentuale Anteil der i-ten Komponente. Dieser Index beschreibt die Vielfalt der aufgenommenen Nahrung unter Berücksichtigung der relativen Häufigkeit bzw. Dominanz einer Nahrungspflanze. In Ergänzung wurde der Ausgewogenheitsindex für jeden Panseninhalt eines Tieres mittels der Formel $J = H/\ln N$ berechnet, mit H als Wert der Diversität und N als die Anzahl der gefundenen Komponenten (Sheldon 1969). Der Index beschreibt damit die Ausgewogenheit der Nahrungsbestandteile bzw., wie gleichmäßig die Vielzahl der Komponenten im Pansen vorhanden waren bzw. aufgenommen wurden.

2.3.4 Relevanz der Panseninhaltsbestandteile

Um abschätzen zu können, wie wichtig eine spezielle Nahrungskategorie innerhalb einer Saison ist, wurde der Wert des prozentualen Trockengewichtes (D_i), welcher die Informationen über die gefressene Menge einer Pflanze bzw. Nahrungskategorie liefert, kombiniert mit der Auftretensfrequenz (F_i), die Information über den prozentualen Anteil an Individuen, die diese spezielle Pflanze bzw. Nahrungskategorie zu sich genommen haben, bereitstellt. Durch die Kombination dieser beiden Werte lässt sich mit folgender **Formel $(II_i) = \text{Mittelwert } D_i (\%) * F_i (\%)$** ein Relevanzindex (II_i) errechnen (Bruno & Apollonio 1991). Zur besseren Darstellung wurden die Werte des Relevanzindex in Relevanzklassen eingeteilt (s. Tabelle 4).

Tabelle 4: Einteilung der Relevanzindexwerte (II_i) nach Stufen und Gruppen, sowie deren Benennung.

Stufen	Relevanzindex (II_i)	Gruppe
8	> 4000	sehr hohe Relevanz
7	3999 - 2000	hohe Relevanz
6	1999 - 1000	mittlere Relevanz
5	999 - 501	mäßige Relevanz
4	500 - 300	moderate Relevanz
3	299 - 100	geringe Relevanz
2	99 - 10	kaum Relevanz
1	9 - 0	keine Relevanz

2.4 Nahrungsqualität

Für die Analyse der Nahrungsqualität bedarf es eine Aufbereitung der Panseninhaltsmasse. Die Panseninhaltsmasse wurde vor der weiteren Verarbeitung homogenisiert, um repräsentative Proben zu gewährleisten (s. Abbildung 5a). Teile des Homogenats wurden in Zentrifugenröhrchen mit 0,01 g Genauigkeit befüllt und bei 4460 g für 15 Minuten zur Auftrennung der festen und flüssigen Ingestabestandteile zentrifugiert (s. Abbildung 5b). Der Überstand (Pansensaft) wurde in Weithalsflaschen gefüllt und bis zur weiteren Aufbereitung bei -20 °C gelagert. Der sich am Boden der Röhrchen absetzende grobe Nahrungsanteil wurde in Petrischalen zur Gefriertrocknung ausgebreitet (s. Abbildung 5c). Die Gefriertrocknung erfolgte bei einer Eiskondensatortemperatur von -52 °C und einer Stellflächentemperatur von +30 °C für 72 Stunden in einer Gefriertrocknungsanlage. Alle Petrischalen wurden vor und nach Befüllung mit 0,01 g Genauigkeit gewogen, um den Wasserverlust bestimmen zu können (s. Abbildung 5d). Die gefriergetrocknete Pansenmasse wurde zuerst grob und dann mittels einer elektrischen Mühle auf 1mm Ø Kerngröße gemahlen. Anschließend wurde das gemahlene Material zur Aufbewahrung für die weiteren Analysen in beschriftete Weithalsgefäße gegeben.

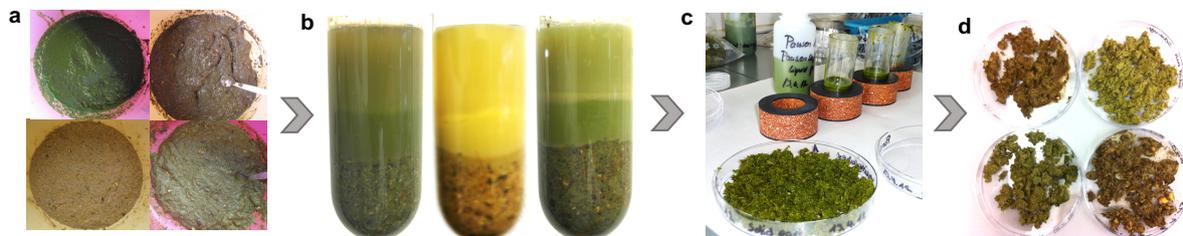


Abbildung 5: Aufbereitungsschritte der Panseninhaltsmasse; a = homogenisierter Panseninhalt, b = Zentrifugenröhrchen nach der Zentrifugation, Panseninhalt mit fester und flüssiger Phase erkennbar, c = Trennung Pansensaftüberstand in Weithalsflasche und trockene Panseninhaltsmasse in Petrischale, d = gefriergetrocknete Pansenmasse in Petrischalen.

2.4.1 Nährstoffe der Nahrung

Rohnährstoffe

Zur Analyse des Gehaltes an Nährstoffen der von den Untersuchungstieren aufgenommenen Nahrung dient das Weender-Verfahren. Dabei wird die Nahrung nach Abzug des Rohwassers als Trockensubstanz erfasst. Die Trockensubstanz (T) lässt sich in die Nährstoffgruppen Rohasche (XA), Rohfaser (XF), Rohprotein (XP), Rohfett (XL) und stickstofffreie Extraktstoffe (NfE) einteilen (s. Abbildung 6). Die Rohnährstoffe werden prozentual im Bezug zur Trockensubstanz angegeben und analytisch ermittelt. Ausnahme bilden die stickstofffreien Extraktstoffe. Sie werden rechnerisch ermittelt. Ergänzt wird die Weender-Analyse durch die Detergenzienanalyse (Faserfraktionierung). Alle Analysen und Berechnungen der Rohnährstoffe und Faserfraktionierung wurden gemäß der VDLUFA-Norm (Stand 2013) und gemäß der Pilotstudie von Schneider (2012) durchgeführt. Für die Analysen wurde das zuvor auf 1mm \varnothing Kerngröße gemahlene Panseninhaltsmaterial verwendet.

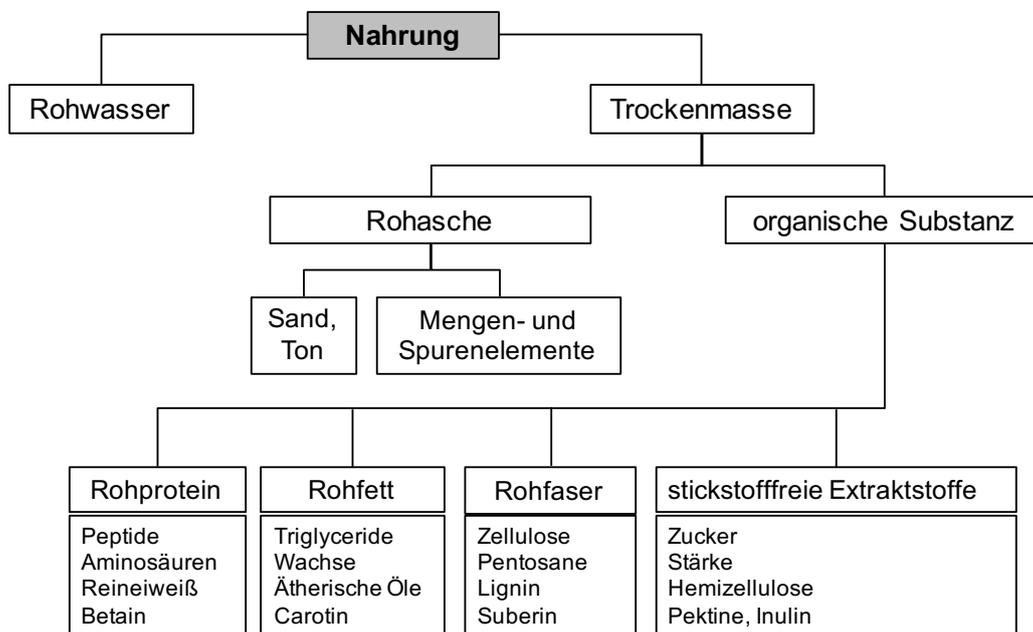


Abbildung 6: Rohnährstoffgruppen und Bestandteile gemäß der Weender-Futtermittelanalytik; verändert nach Wurm 2010.

Trockensubstanz

Die Trockensubstanz ist der nicht flüchtige Anteil eines Futtermittels/Nahrung nach einer Wärmetrocknung bei 103 °C bis zur absoluten Gewichtskonstanz. Die Nahrung verliert dabei Rohwasser und andere flüchtige Substanzen wie Alkohole und ätherische Öle. Zur Bestimmung der Trockensubstanz wurde das Wäge-Trocknungsverfahren angewendet. Das zuvor gefriergetrocknete und auf 1 mm Kerngröße gemahlene Substrat wurde eingewogen

und über Nacht in einen Trockenschrank bei 103 °C gegeben. Nach Erreichen der Gewichtskonstanz wurden die Proben zur Abkühlung in einen Exsikkator gestellt und einzeln mittels einer Analysewaage rückgewogen. Gemäß der Formel: **Trockensubstanz (T, in %) = $((M_3 - M_1) * 100) / M_2$** , mit M_1 als Leermasse der Waagschale [g], M_2 als Probeneinwaage [g] und M_3 als Masse der Waagschale und Probe nach Trocknung [g].

Rohasche

Unter der Rohasche (XA) der Nahrung versteht man alle anorganischen Bestandteile wie Mineralstoffe (Mengen- und Spurenelemente) sowie Sand und Ton. Zur Ermittlung der Rohasche wurde die gefriergetrocknete und gemahlene Probe verascht. Zuvor wurde die Probe eingewogen und bis zur Gewichtskonstanz bei 103 °C (s. Trockensubstanzbestimmung) in einen Trockenschrank und anschließend zur Verkohlung bei 550 °C in einen Muffelofen gegeben. Die Proben wurden nach der Veraschung zur Abkühlung in einen Exsikkator gestellt und der Aschegehalt durch Differenzwägung und der Formel: $XA [\% T] = ((M_2 - M_1) * 10.000) / (E * T)$, mit M_1 = Masse der leeren Veraschungsschale [g], M_2 als Masse der Veraschungsschale und Probe nach Veraschung [g], E = Probeneinwaage [g] und T = Trockensubstanz der Probe [%] ermittelt.

Rohfett

Das Rohfett (XL) gehört zur Gruppe der organischen Stoffe in der aufgenommenen Nahrung. Dabei umfasst das Rohfett vor allem Triglyceride aber auch Phospholipide, Glycolipide, Wachse und Polyisoprenoide (Kirchgeßner et al. 2008). Das hier bestimmte Rohfett wurde mittels Hydrolyse erfasst.

Dabei erfolgte erst eine Säureaufspaltung (Hydrolyse) der Probe mit einer anschließenden Extraktion der Fette mittels Phenolether. Die Proben wurden eingewogen und für 1,5 Stunden mit 15 % Salzsäure im Hydrolisierungsgerät gekocht. Im Anschluss wurde das Destillat durch ein Filterpapier geklärt und für drei Stunden in den Trockenschrank gegeben. Anschließend wurden die Proben im Extraktionsapparat eingebracht und dort für sechs Stunden mit Petrolether extrahiert. Das Extrakt wurde abdestilliert und der Rückstand in einem Trockenschrank für eine Stunde getrocknet. Nach dem Abkühlen im Exsikkator wurden die Proben gewogen. Zur Überprüfung wurden stets eine zweite Trocknung von 30 Minuten und eine anschließende Kontrollwägung durchgeführt. Der Unterschied durfte 1 mg nicht überschreiten. Die Masse des Rückstandes wurde in Prozent der Probe ausgedrückt. Der prozentuale Rohfettgehalt wurde wie folgend berechnet: $XL [\% T] = ((M_2 - M_1) * 10.000) / (E * T)$, mit M_1 = Masse der leeren Extraktionsbechers [g], M_2 als Masse des Extraktionsbechers mit Fett [g], E = Probeneinwaage [g] und T = Trockensubstanz der Probe [%].

Rohprotein

Das Rohprotein in der Nahrung spiegelt die Summe aller Verbindungen, die Stickstoff enthalten, wieder. Mittels des Kjeldahl-Verfahrens kann das Rohprotein bestimmt werden. Das Kjeldahl-Verfahren erfasst alle stickstoffhaltigen Verbindungen in der Nahrung. Der gemessene Stickstoff muss im Anschluss mit dem Faktor 6,25 (VDLUFA-Norm, Stand 2013) multipliziert werden, welcher den reziproken Wert des typischen Stickstoffgehalts von pflanzlichen Rohprotein widerspiegelt.

Zur Analyse wurde das Probenmaterial eingewogen und mit Katalysatortabletten und konzentrierter Schwefelsäure (98 %ig) in das Aufschlussgerät gegeben. Das Gemisch wurde zwei Stunden bei 420 °C gekocht. Nach Abkühlung wurden die Probenkolben in das Destillationsgerät eingespannt. In die Probenkolben wurde nun Wasser und Natronlauge gegeben, wodurch Ammoniak freigesetzt wurde und in ein benachbartes Gefäß mit Schwefelsäure überdestilliert. Der Anfangs- und End-pH-Wert der Schwefelsäure wurde gemessen. Durch die Differenz des Ausgangs- und End-pH-Werts lässt sich auf die überdestillierte Ammoniakmenge schließen. Mit Hilfe von Natronlauge wurde auf den Ausgangs-pH-Wert zurück titriert. Die benötigte Menge der Natronlauge [ml] entspricht dem W_1 -Wert für die Berechnung: $W_2 \text{ [ml, Schwefelsäure]} = (V \text{ [ml] Schwefelsäure}) - (W_1 \text{ [ml] Natronlauge})$, mit V als Vorlage der Schwefelsäure, W_1 als Titrationsergebnis und W_2 Menge der verbrauchten Schwefelsäure. Nachdem der ermittelte Wert W_2 genau 1,4 mg Stickstoff in der Probe entspricht, kann der Gesamtstickstoff der Futtermittleinwaage berechnet werden. Durch Multiplikation der Gesamtstickstoffmenge der Futtermittleinwaage mit dem oben genannten Faktor 6,25 wurde das Rohprotein (XP) pro mg errechnet. Mit der Formel: $XP \text{ [\% T]} = (XP \text{ [mg]} * 10.000) / (E * T)$, mit E als Probeneinwaage [g] und T = Trockensubstanz der Probe [%] kann das Rohprotein auf die Trockensubstanz der Probe bestimmt werden.

Rohfaser

Unter Rohfaser (XF) versteht man den schwerverdaulichen organischen Anteil von Pflanzenzellen, vor allem Zellwände. Sie dienen der Pflanzenzelle als Stützfunktion und können vom Wiederkäuer nur mit Hilfe der Pansenmikroben aufgespalten werden. Die Hauptbestandteile der Rohfaser sind Pentosane, Zellulose und Lignin.

Die Rohfaser (XF) wird mit Hilfe des hydrolytischen Aufschlussverfahrens mittels Schwefelsäure und Kalilauge bestimmt. Für die Analyse wurden die Proben (Einwaage = W_1) in einen Glaskolben mit Synthetikbeutel eingewogen und Filtrationshilfsmittel hinzugefügt. Der Glaskolben wurde in eine Heizeinrichtung eingesetzt und mit einem Siedezylinder verbunden. Es folgte die Überführung erhitzter 1,25 % Schwefelsäure. Die Proben wurden 30 Minuten am

Siedepunkt gekocht. Die Schwefelsäure wurde anschließend abgesaugt und der Filterrückstand dreimal mit kochendem Wasser gewaschen. Der Filterbeutel wurde nach jedem Waschvorgang trocken gesaugt. Nun wurde siedende Kalilauge (1,25 %) in den Siedezylinder gegeben und 30 Minuten gekocht. Es erfolgte erneut eine Filtration und Neutralspülung des Rückstands. Der Synthetikbeutel mit Inhalt wurde in die Extraktionseinrichtung gegeben und dreimal mit Aceton gewaschen sowie trocken gesaugt. Bei 130 °C wurde dann der Synthetikbeutel mit Inhalt für zwei Stunden im Trockenschrank getrocknet, im Exsikkator abgekühlt und zurückgewogen (Rückwaage Wert = W_2). Anschließend erfolgte eine Veraschung im Muffelofen bei 550 °C für vier Stunden. Nach Abkühlen der Proben im Exsikkator wurde erneut rückgewogen (Rückwaage Wert = W_3). Durch Anlegen eines Blindversuches ohne Probe, dessen Masseverlust 4 mg nicht überschreiten darf, wird die Richtigkeit der Ergebnisse gewährleistet. Die Berechnung der Rohfaser geschieht nach der folgenden Formel: $XF [\% T] = ((W_2 - W_3) * 10.000) / W_1 * T$ mit W (s. im Fließtext oben) und T als Trockensubstanz der Probe in %.

Stickstofffreie Extraktstoffe

Die stickstofffreien Extraktstoffe (NfE) umfassen die leichtlöslichen Bestandteile einer Pflanzenzelle wie die Stärke, den Zucker und andere lösliche Faserteile wie Pektine, Hemizellulosen und das Inulin. Dazu zählen auch die löslichen Anteile der Zellulosen, Pentosanen und des Lignins. Die stickstofffreien Extraktstoffe werden als einziger Bestandteil der Rohnährstoffe nicht analytisch, sondern rechnerisch ermittelt. Die Berechnung der NfE erfolgt gemäß der Formel: $NfE = T - (XA + XP + XL + XF)$, mit T als Trockensubstanz [%], XA als Rohasche [%], XP als Rohprotein [%], XL als Rohfett [%] und XF als Rohfaser [%].

Faserbestandteile

Die Detergenzienanalyse wurde 1967 von Peter van Soest entwickelt. Sie wird auch Faserfraktionierung genannt und dient der detaillierteren Bestimmung der Rohfaser- und stickstofffreien Extraktstoffanteile. Es können die genauen Anteile der Hemizellulose, der Zellulose und des Lignins eruiert werden (Van Soest & Wine 1967, Van Soest 1982). Hierfür müssen zuerst analytisch die Neutral-Detergenzien-Fasern (NDF), die Säuren-Detergenzien-Fasern (ADF) und das Säuren-Detergenzien-Lignin (ADL) bestimmt werden. Im Anschluss kann rechnerisch der Zellulose- und Hemizellulosegehalt ermittelt werden. Unter Einbeziehung der Neutral-Detergenzien-Fasern und der andern Rohnährstoffgruppen XA, XP und XL können sogar die Anteile der leichtverdaulichen Kohlenhydrate Stärke/Zucker und Pektin (Nicht-Faser-Kohlenhydrate = NFC) berechnet werden (s. Abbildung 7). Alle Analysen der Detergenzienanalyse wurden gemäß der VDLUFA-Norm durchgeführt.

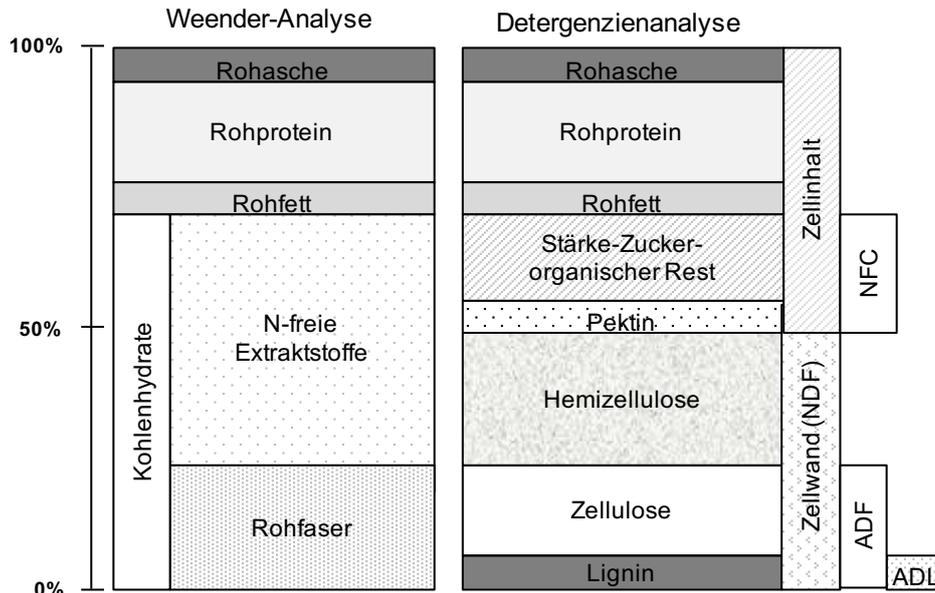


Abbildung 7: Detaillierte Darstellung der analytischen Anteile der Nährstoffgruppen der Weender-Analyse und Detergenzienanalyse; verändert nach Kirchgäßner et al. 2008.

Neutral-Detergenzien-Faser

Unter der Neutral-Detergenzien-Faser (NDF) werden alle Bestandteile einer Nahrung verstanden, die in einer neutralen Detergenzienlösung unter den hier beschriebenen Bedingungen nicht gelöst werden. Diese bestehen hauptsächlich aus pflanzlichen Zellwandgerüstsubstanzen wie Hemizellulose, Zellulose, Lignin und Lignin-N-Verbindungen. Für die Analysen wurden die Probeneinwaagen (W_1) in einem Becherglas eine Stunde mit neutraler Detergenzienlösung gekocht. Ein Glasfiltertiegel wurde gewogen (W_3). Der nach dem Kochen unlösliche Rückstand wird über den Glasfiltertiegel gegeben und filtriert. Mit heißem Wasser wurde zweimal das Becherglas und der Filterkuchen nachgewaschen und mittels eines Vakuums das Wasser wieder abgesaugt. Nun wurde der Filterkuchen zweimal mit Aceton nachgewaschen. Das Aceton wurde abgesaugt und anschließend der Glasfiltertiegel mit Inhalt für vier Stunden bei 103 °C im Trockenschrank getrocknet sowie nach dem Trocknen im Exsikkator rückgewogen (W_2). Mittels der Formel: $\text{NDF [\% TN]} = ((W_2 - W_3) * 10.000) / (W_1 * T)$ mit T als Trockensubstanz der Probe [%], kann der NDF Gehalts berechnet werden.

Säure-Detergenzien-Faser

Unter der Säure-Detergenzien-Faser (ADF) werden alle Bestandteile einer Nahrung zusammengefasst, die in einer sauren Detergenzienlösung unter den beschriebenen Bedingungen nicht lösbar sind. Dies umfasst hauptsächlich Zellwandgerüstsubstanzen wie Zellulose, Lignin und Lignin-N-Verbindungen. Für die ADF-Analyse wurden die gemahlene Proben eingewogen (W_1) und mit saure Detergenzienlösung versetzt. Nun wurde das Gemisch erhitzt und eine Stunde lang unter schwachem Sieden gehalten. Inzwischen wurde ein

Glasfiltertiegel gewogen (W_3), der nun auf die Saugflasche gesetzt und mit Wasser befeuchtet wird. Der gekochte Inhalt wurde dann in einen vorbereiteten Filtertiegel filtriert und mit heißem Wasser nachgewaschen. Nach Absaugen des Wassers wird mit Aceton nachgewaschen, bis das ablaufende Aceton farblos ist, und mit Luft durchgesaugt. Der Filtertiegel wird zum Schluss vier Stunden bei 103 °C im Trockenschrank getrocknet und nach dem Abkühlen im Exsikkator rückgewogen (W_2). Mittels der Formel: $ADF [\% TN] = ((W_2 - W_3) * 10.000) / (W_1 * T)$ mit T als Trockensubstanz der Probe [%], kann der ADF-Gehalts berechnet werden.

Säure-Detergenzien-Lignin

Die Analyse dient der Bestimmung des Säure-Detergenzien-Lignins, auch Rohlignin genannt. Die exakte Bestimmung des ADLs ist eine Grundvoraussetzung zur verlässlichen Bestimmung der Nahrungsqualität, da das Lignin entscheidend für die Verdaulichkeit der Nahrung ist. Nach der ADF-Bestimmung wurde hierfür der Glasfiltertiegel mit dem ADF-Inhalt (vorherige Einwaage des ADFs = W_1) mit 15 °C kalter 74 % Schwefelsäure überschichtet und stündlich Säure nachgefüllt bis der Tiegel möglichst auf einer Temperatur von 20 - 23 °C temperiert war. Nach drei Stunden wurde die Schwefelsäure abgesaugt und das Filtrat mit heißem Wasser gewaschen bis es säurefrei war (Kontrolle mittels pH-Papiers). Der Tiegel wurde nun mit Inhalt für eine Stunde bei 103 °C in den Trockenschrank gegeben und zurückgewogen (W_2). Anschließend wurde der Tiegel in den Muffelofen bei 550 °C für vier Stunden zum Veraschen gestellt. Nach dem Abkühlen im Exsikkator wurde das Gewicht ermittelt (W_3). Mittels der Formel: $ADL [\% TN] = ((W_2 - W_3) * 10.000) / (W_1 * T)$ mit T als Trockensubstanz der Probe [%], kann der ADL Gehalt berechnet werden.

Zellulose und Hemizellulose

Die chemische Bestimmung des NDFs, ADFs und ADLs ermöglicht nun rechnerisch den Gehalt von Zellulose und Hemizellulose zu ermitteln. Hierfür wird die Zellulose folgendermaßen ermittelt: **Zellulose = ADF - ADL** und die **Hemizellulose = NDF - ADF**.

Nicht-Faser-Kohlenhydrate

Unter Nicht-Faser-Kohlenhydraten versteht man alle Kohlenhydrate, die nicht der Zellstruktur dienen wie z.B. Stärke, Zucker und Pektin. Sie gehen bei der Fermentation im Pansen sehr schnell in Lösung und sind hauptsächlich für die Entstehung der Fettsäuren und des Laktats verantwortlich. Diese lassen sich nach Durchführung der vorherigen chemischen Nahrungsanalysen mittels der Formel: $NFC = T - (XA + XP + XL + NDF)$ rechnerisch bestimmen.

2.4.2 Umsetzbare Energie der Nahrung

Die Ermittlung des Energiegehalts der Rehnahrung geht von der Berechnung verschiedener Energieformen aus. Unter der Bruttoenergie (GE) versteht man die Gesamtenergiemenge der vom Reh aufgenommenen Nahrung. Subtrahiert man von der Bruttoenergie die Energie, welche mit Abgabe des Kotes verloren geht, erhält man die verdauliche Energie (DE). Nach einem weiteren Abzug des Energieverlustes durch Harn und Darmgase erhält man letztlich die umsetzbare Energie (ME/UE), die einem Organismus durch Nahrung zur Verfügung steht. Die Nettoenergie (NE) beschreibt den Energiegehalt einer Nahrung nach dem Abzug der thermischen Energie (Kirchgeßner 1997).

Umsetzbare Energie (ME) (Standardisiertes HFT-Verfahren I)

Im Rahmen dieser Arbeit wurde zur umsetzbaren Energiebestimmung (ME) des Panseninhalts der Hohenheimer Futterwerttest (HFT) herangezogen. Zur Durchführung des HFTs nach Steingäß & Menke (1986) wurden die gefriergetrockneten und auf 1 mm Kerngröße gemahlene Pansenmasseproben auf 0,001g Genauigkeit eingewogen. Der HFT wird hierbei verwendet, um die bei der Verdauung des Probenmaterials entstehende Gasmenge ($GB_{24} = \text{ml}/200 \text{ mg T}/24\text{h}$) innerhalb von 24 Std. für jede Probe zu messen. Zur Durchführung des HFTs wurde stets die Panseninokula zweier fistulierter Schafe verwendet. Die Analysen wurden in Doppelbestimmung angesetzt und wie von Steingäß & Menke (1986) gefordert in einem bestimmten Zeitabstand von ca. 3 - 4 Tagen wiederholt. Dieses Vorgehen generierte eine Vierfachbestimmung aller ermittelten Werte.

Der HFT wurde gemäß den VDLUFA Richtlinien des Methodenreferenzbuchs für Futtermittelanalyse und gemäß der Pilotstudie von Schmid (2013) durchgeführt. Die aus dem Pansen der Schafe gewonnene Inokula wurde für jeden Versuchsansatz frisch entnommen und unmittelbar eingesetzt. Bei der Entnahme und während der Verwendung wurde die Inokula mit CO_2 begast und auf 39°C temperiert. Das im Kolbenprober entstandene Gasvolumen wurde nach 8 und nach 24 Stunden abgelesen. Der zur Inkubation angesetzte Reaktionsansatz umfasste die jeweiligen Proben im Doppelansatz, drei Nullproben und drei verschiedene Referenzproben in dreifacher Ausführung. Zur Berechnung des gebildeten Gasvolumens wurde folgende Formel angewendet: $GB_{24} = ((V_{24} - V_0 + V_8 - 30 \text{ ml} - GB_0) / \text{Einwaage in mg}) * 200\text{mg} * \text{Faktor}$. Der Faktor wird ermittelt durch Überprüfung des im konkreten Analysegang ermittelten Werts und durch den Vergleich des Normwerts der Referenzserie mittels folgende Formel: $\text{Faktor}_x = \text{Sollwert}_x / \text{gemessene Gasbildung des Standards}_x$.

Mit den Gaswerten GB_{24} beider HFT Durchläufe wurde der Mittelwert für jede Probe gebildet. Um den Gehalt an umsetzbarer Energie (ME) der Nahrung zu errechnen, wurde folgende Regressionsgleichung nach Steingäß & Menke (1986) angewendet: $ME [MJ/kg T] = 2,2 + (0,136 * GB_{24}) + (0,057 * XP) + (0,00285 * XL * XL)$. Die Gleichung eignet sich zur Energieberechnung von Raufutter unter Berücksichtigung der im Weender-Verfahren ermittelten Werte (% T) für die jeweilige Probe.

Umsetzbare Energie (ME) Spezialisiertes HFT-Verfahren II)

Um eine mögliche jahreszeitliche Anpassung des Rehpannsensafts zu ermitteln, wurde neben dem standardisierten HFT-Verfahren ein zweites, spezialisiertes HFT-Verfahren bei einer kleinen Auswahl von Proben ($n = 36$) durchgeführt. Nach Menke & Steingäß (1988) ist dieses Vorgehen mit dem Pansensaft von frisch erlegten/geschlachteten Tieren ebenso möglich wie mit fistulierten Spendertieren. Somit wurde statt des Hammelpansensafts frischer Rehpannsensaft verwendet. Um dem standardisierten Verfahren so ähnlich wie möglich zu sein, wurde versucht, ein Pansensaftegemisch von zwei beim Morgenansitz erlegten Rehen zu erlangen. Da die Durchführung dieses Versuches mit Schwierigkeiten und Aufwand verbunden war, wurde der Versuchsansatz nur in zwei ausgewählten Jahreszeiten exemplarisch durchgeführt, im Winter (Versuchsansatz Dezember) und Frühling (Versuchsansatz Mai). Zur Analyse des Winteransatzes und zur Analyse des Frühlingansatzes wurden Proben aus folgenden Monaten ausgewählt (s. Tabelle 5). Der Pansensaft für den Versuchsansatz Winter stammt von zwei Spenderrehen, der Versuchsansatz Frühling stammt lediglich von einem Reh.

Tabelle 5: Verwendete Probenanzahl und Herkunft für spezialisiertes HFT-Verfahren nach Versuchsansatz; n = Anzahl der Proben.

Herkunftsmonat	Versuchsansatz Winter	Versuchsansatz Frühling
	n	n
November	5	-
Dezember	6	-
Januar	7	-
März	-	6
April	-	3
Mai	-	9
Gesamt	18	18

Umsetzbare Energie (ME) pro Panseninhalt

Anhand der zuvor gemessenen umsetzbaren Energiemenge in MJ/kg T in Verbindung mit der individuellen Trockensubstanz der Pansenfüllmenge eines jeden Tieres wurde die enthaltene umsetzbare Energie pro Panseninhalt für jedes Reh berechnet nach **MJ pro Panseninhalt = ME MJ/kg T * (individuelle Panseninhaltsmenge [g/T] /1000)**. Da die Panseninhaltsmenge von Kitzen und adulten Tieren stark abweicht, wurden zur Energieberechnung pro Panseninhalt allein die Daten der adulten Tiere verwendet. Die Berechnungen basieren somit auf einer Umfanggröße von n = 158.

Berechnete Aufnahme an ME pro Tier und Tag

Durch die Berechnung der umsetzbaren Energiewerte pro Reh und Tag (ME_A) können die Energiewerte mit der vorhandenen Rehwildliteratur, die sich hauptsächlich auf umsetzbare Energiewerte pro Reh und Tag stützt, verglichen werden. Zu beachten ist dabei die Unterschätzung der Werte bedingt durch multiple Faktoren (z.B. Verwendung von vorverdauten Material usw. s. Diskussion). Die Hochrechnung der umsetzbaren Energie pro Tier und Tag gleicht daher nicht die Unterschätzung der Werte aus, da diese als Basis der Hochrechnung fungieren. Die durch das HFT-Verfahren ermittelten Energiewerte in MJ entsprechen den Werten für ein Kilo Trockensubstanz. Die Trockensubstanz unserer Untersuchungstiere variiert je nach Feuchtegehalt und Füllungsgrad des Pansens zwischen 101 g T und 729 g T. Im Durchschnitt lag die Trockensubstanz des Panseninhalts aller Untersuchungstiere bei 254 g T. Dies entspricht allerdings nur einer Momentaufnahme bzw. einer Pansenfüllung und reflektiert somit nicht den Konsum eines Tieres während des gesamten Tages. Um den Energiegehalt der Nahrung für ein Reh pro Tag zu errechnen, dienen Literaturangaben von Drozd & Osiecki (1973), Stubbe (1997), Ueckermann (1986) und Buchgraber (2005). Diese Autoren sprechen von einem täglichen Konsum von 500 bis 800 g Trockensubstanz pro Reh. Da die in dieser Studie gemessenen Energiewerte ohnehin durch die Verwendung von bereits vorverdaulichem Material unterschätzt sind, wurde hier eine durchschnittliche tägliche Aufnahme von 800 g Trockensubstanz angenommen. Um die durch das HFT-Verfahren ermittelten Energiewerte MJ pro kg Trockensubstanz auf die Energiewerte MJ für ein Reh pro Tag umzurechnen, wurden die Werte mit dem Faktor 0,8 multipliziert. Die Formel dazu lautet: **$ME_A \text{ MJ/Reh/Tag} = ME \text{ MJ/kg T} * 0,8$** . ME_A = berechneter umsetzbarer Energiegehalt der Nahrung pro Reh und Tag, allgemein beruhend auf dem Literaturwert von durchschnittlich 800 g Trockensubstanz Aufnahme pro Tag. Da die Pansenfüllmenge von Kitzen und adulten Tieren stark abweicht, wurden zur Energierechnung pro Reh/Tag die Daten der adulten Tiere verwendet. Die Berechnungen basieren somit auf einer Umfanggröße von n = 158.

2.4.3 Fermentationsparameter im Pansensaft

Die Bestimmung der Pansensaftparameter wie der flüchtigen Fettsäuren, des Ammoniakgehalts, Laktatgehalts und pH-Werts dient ebenfalls zur Ermittlung der Qualität der von den Rehen aufgenommenen Nahrung. Hierfür wurden die in Tabelle 6 ersichtlichen Verfahren verwendet.

Tabelle 6: Analyseparameter, Aussagekraft der Parameter und Verfahrensweisen zur Analyse der Qualität der Nahrung von Rehen.

Parameter	Indikator für	Analyseverfahren
Flüchtige Fettsäuren	schwer- und leichtlösliche Fasern	Gaschromatographie
Ammoniak	Protein- und Kohlehydratgehalt	Photometrie
Milchsäure	Kohlehydratgehalt und Beschaffenheit	Photometrie
pH-Wert	schwer- und leichtlösliche Fasern	pH-Meter

Pansensaftaufbereitung

Für die Analyse der Pansensaftproben wurde der zuvor abzentrifugierte Pansensaft bei Raumtemperatur aufgetaut und vor Entnahme geschüttelt. Vier Zentrifugenröhrchen wurden mit jeweils 15 ml Pansensaft befüllt und bei 4.460 g 15 Minuten zentrifugiert. Der Überstand (max. 12 ml) wurde abgenommen und erneut bei 10.000 g für 15 Minuten zentrifugiert. Aus zwei Röhrchen wurden jeweils 10 ml Überstand entnommen und in ein 15 ml Fläschchen gegeben. Diese 20 ml dienten später für die Ammoniak- und Milchsäurebestimmung. Für die Analyse der flüchtigen Fettsäuren (FFS) wurde aus den übrigen zwei Röhrchen jeweils 5 ml Überstand entnommen und mit 1,5 ml Metaphosphorsäure (25 %ig) und 0,5 ml Ameisensäure (98 - 100 %ig) versetzt. Dieses Gemisch wurde für 20 Minuten bei 4.910 g zentrifugiert. Der Überstand wurde abgenommen, in ein Enghalsfläschchen gegeben und mit einem Tropfen gesättigtem Quecksilberchlorid versetzt.

Nach der Aufbereitung erfolgte die Filtration der Proben. Der Inhalt der Ammoniak- und Laktat-Flaschen wurde mittels einer Spritze aufgezogen und durch einen Zellosolespritzenfilter (0,45 µM Porengröße) in ein 1,8 ml Eppendorf Tube gegeben. Der Inhalt der FFS-Fläschchen wurde ebenfalls mittels einer Spritze aufgezogen und durch einen Teflonspritzenfilter (0,22 µM Porengröße) in ein Eppendorf Tube gedrückt. Alle Proben wurden nach der Aufbereitung bei -20 °C gelagert.

Flüchtige Fettsäuren

Mittels der One-Column-Gaschromatographie wurden die FFS (Essigsäure, Propionsäure, Buttersäure, Valeriansäure) im aufbereiteten Pansensaft analysiert. Der Gaschromatograph (GC) dient zur Aufspaltung komplexer Gemische. Hierfür wurde die Lösung in eine Trennsäule injiziert. In der Trennsäule lösen sich die einzelnen Komponenten und werden mit einer mobilen Phase (Stickstoff) transportiert (s. Abbildung 8 links). Der Detektor am Ende der Trennsäule identifiziert die einzelnen Komponenten im Trägergas. Sie werden anhand ihrer individuellen Verweildauer bestimmt (s. Abbildung 8 rechts). Anhand von Referenzsubstanzen und den jeweiligen Verweilzeiten können so die flüchtigen Fettsäuren identifiziert werden.

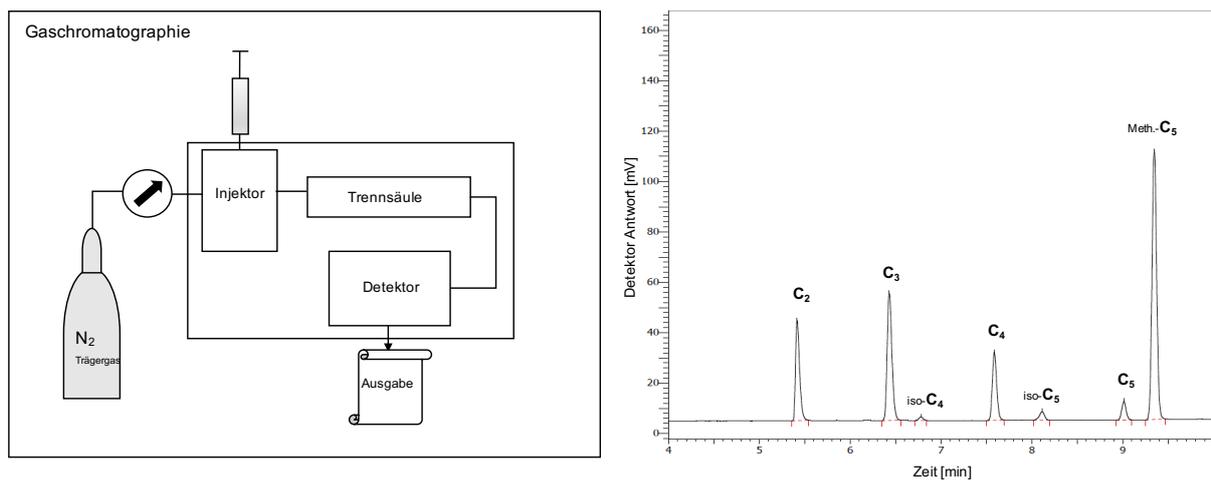


Abbildung 8: Schematische Darstellung der One-Column-Gaschromatographie (links); Ausgabe FFS-Chromatogramm der Probe 243, C₂ = Essigsäure, C₃ = Propionsäure, C₄ = Buttersäure, C₅ = Valeriansäure, Meth.-C₅ = Standard-stopp-säure (rechts).

Vor dem Auftragen der Probenlösung auf die Trennsäule wurde in ein Bechergläschen 125 µl 2 %tige Phosphorsäure gefüllt und anschließend 125 µl der zuvor aufgetauten Pansensaftproben sowie 850 µl Interner-Standard (Metaphosphorsäure und Heptansäure) hinzugegeben. Durch Schütteln der Mischung wurde für Homogenität gesorgt. Als Referenzlösung wurde ein 850 µl Gemisch aus Fettsäuren (Essigsäure, Propionsäure, Buttersäure, Valeriansäure) verwendet. Die ermittelten FFS-Ergebnisse in mg/ml wurden zur Vergleichbarkeit mit der Literatur in mmol/l umgerechnet. Dafür musste im ersten Schritt die Stoffmenge in Mol bestimmt werden

Ammoniak

Zur Messung des NH₃-Gehalts des Rehpansensafts wurde die Photometrie eingesetzt. Für die hier durchgeführten Ammoniak-Analysen wurde das Ammonia Assay Kit von Sigma (Stand 2012) verwendet. Bei der Durchführung gemäß des Kitprotokolls reagiert der im Pansensaft enthaltene Ammoniak mit α-Ketoglutarinsäure und NADPH in Gegenwart des Enzym L-

Glutamatdehydrogenase (GDH) zu L-Glutamat, Wasser und NADP^+ . Die Abnahme der Absorption bei 340 nm ist, aufgrund der Oxidation des NADPH, proportional zur Ammoniak-Konzentration. Mittels der Formeln $\Delta A_{340} = A_{\text{Anfangswert}} - A_{\text{Endwert}}$ und $\Delta (\Delta A_{340}) \text{ Test oder Standard} = \Delta A_{340}(\text{Test oder Standard}) - \Delta A_{340}(\text{Blank})$ lässt sich dann die endgültige Ammoniakkonzentration der Lösung folgendermaßen berechnen: $\text{NH}_3 \text{ mg/ml} = (A * TV * \text{Molares Gewicht Ammoniak} * F) / (\epsilon * d * PV * 1000)$, mit A als $\Delta (\Delta A_{340})$ Test oder Standard, mit TV als totales Assay Volumen, F als Verdünnungsfaktor der Probe, $\Delta (\Delta A_{340})$, mit ϵ als Extinktionskoeffizient für NADPH bei 340 nm, d als Lichtweg = 1 cm und mit PV als Probenvolumen.

Laktat

Die Messung des Laktatwerts im Pansensaft erfolgte mit Hilfe des Laktat Kits von Roche Diagnostics (Stand 2012) und mittels Photometrie. Die Vorgehensweise wurde gemäß der Kitanleitung von Roche durchgeführt. Milchsäure wird dabei durch Nicotinamid-Adenin-Dinucleotid (NAD) zu Pyruvat oxidiert. Dabei wird das Enzym Laktat-Dehydrogenase (L-LDH/D-LDH) benötigt. Während der Reaktion wird NADH gebildet. Die Produktmenge des gebildeten NADH korreliert positiv mit der zuvor vorhandenen Menge des Ausgangssubstrat Laktats. Die Produktmenge wurde mittels Absorption bei 365 nm im Photometer bestimmt und anhand der Formel $c = ((V * MG) / (\epsilon * d * PV * 1000)) * \Delta E \text{ [mg/ml]}$ die Laktatmenge berechnet mit V als Testvolumen [ml], mit MG des Molekulargewicht der zu bestimmenden Substanz [g/mol], mit ϵ als Extinktionskoeffizient von NADH bei 365 nm ($6,3 \text{ [l x mmol}^{-1} \text{ x cm}^{-1}]$), mit d als Schichtdicke der Küvette [cm] und mit PV als Probenvolumen [ml] und mit ΔE als E_3 (Extinktion nach Zugabe der LDH) - E_2 (Extinktion der Lösung vor Zugabe der LDH).

pH-Messung

Für die Messung des Pansen pH-Werts wurde der Pansensaft, welcher bei der Probenaufbereitung gewonnen wurde, bei Zimmertemperatur aufgetaut. Vor dem Messvorgang wurde jede Probe geschüttelt, um die Homogenität zu gewährleisten. Zuvor wurde das pH-Meter kalibriert. Zur Messung wurde die Sonde in den Pansensaft gegeben und nach 2 Minuten kontinuierlichen Schwenkens der pH-Wert abgelesen.

2.5 Physiologie

2.5.1 Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens

Für die hier durchgeführte Studie wurden 129 Rehpannen auf acht Vertreter der MOs mittels der quantitativen Real-time-Polymerase Chain Reaktion (q-PCR) analysiert. Um die Gesamtheit der ruminalen Mikrobiota im Pansen der Rehe bei den Analysen abdecken zu können, wurden die Hauptvertreter der Gruppen Bakterien, Protozoen, anaerobe Pilze und Archaeen ausgewählt. Jedoch verhindert die Vielzahl der unterschiedlichen zellulolytischen Bakterien im Pansen eine komplette Abdeckung über ein Primer-Paar. Somit wurden zwei der wichtigsten Hauptvertreter der zellulolytischen Bakterien, *Fibrobacter succinogenes* und *Ruminococcus flavefaciens* für die Analysen ausgewählt. Für die Gruppe der proteolytischen Bakterien wurde die Untergruppe der alpha proteolytischen Bakterien ausgewählt. Sie stellen mit ihrer hohen proteolytischen Aktivität den Hauptteil des ruminalen Stickstoffkreislaufs im Pansen dar (Prins et al. 1983). Die Verwendung eines geeigneten Amyolyten-Primers für Rehwild blieb erfolglos. Als Vertreter der Protozoen wurde ein Primer für allgemeine Protozoen und der für das Rehwild besonders häufig vorkommenden Protozoenart *Entodinium spec.* verwendet. Die Systematik sowie die Funktion der Mikroorganismenvertreter im Pansen sind der Tabelle 7 zu entnehmen. Von den untersuchten Proben stammen 75 Proben aus dem landwirtschaftlichen und 54 Proben aus dem forstlich geprägten Gebiet.

Tabelle 7: Einteilung der Mikroorganismen nach Domäne, Gruppe, Primerart und ihrer Funktion im Pansen.

Domäne	Gruppe	Art (Primerart)	Funktion
Bacteria	Zellulolytische Bakterien	Gesamtbakterien	Faserabbau (Hemi-/Zellulose)
		<i>Fibrobacter succ.</i>	Faserabbau (Zellulose)
		<i>Ruminococcus flav.</i>	Faserabbau (Zellulose)
	Proteolytische Bakterien	Pro. Bak. alpha	Proteinabbau
	Amyolytische Bakterien	-	Stärke-/Zuckerabbau
Eukarya	Protozoa	allg. Protozoa	Stärke-/Protein/Bakterienabbau
		<i>Entodinium spec.</i>	Stärke-/Protein/Bakterienabbau
	Pilze	anaeroben Pilze	Faserabbau (Zellulose/Lignin)
Archaea	Methanogene	Archaea	Methanproduzent/pH Stabilisator

Zur Mikrobiotaanalyse mittels q-PCR wurden von jeder Probe ein Aliquot der Rohmasse entnommen, gefriergetrocknet, wie in Punkt 2.4 beschrieben, und manuell zerkleinert. Die

zerkleinerten Proben konnten nun zur DNA-Extraktion verwendet werden. Der DNA-Extraktion ging eine Extraktionsetablierung vorweg, bei welcher zur Isolation der Mikrobiota DNA drei verschiedene Kits (QIAamp DNA Stool Mini Kit von Qiagen, Fast DNA Spin Kit for feces MP, Powersoil DNA Isolation Kit MO BIO) getestet wurden. Im weiteren Verlauf der Arbeit wurden für die DNA-Extraktion alle Proben das Powersoil DNA Isolationskit der Firma MO BIO verwendet. Die Isolation erfolgte gemäß dem Isolationsprotokoll des Kits. Nach Isolation und Reinigung der DNA gemäß des Protokolls, wurde die DNA-Konzentrationen jeder Probe mit dem Spektrophotometer gemessen. Hierbei wurde nach dem Kalibrieren des Spektrophotometers jeweils 1 µl Probelösung für die Messung eingesetzt. War der DNA-Gehalt einer Probe zu gering (DNA-Menge $\leq 4,1$ ng/µl), wurde die Probe erneut extrahiert, bis ein besseres Ergebnis erzielt wurde. Bis zur weiteren Analyse wurde die DNA bei längerer Wartezeit (> 1 Tag) bis zur Verarbeitung bei -20 °C eingefroren, bei schneller Weiterverarbeitung (< 1 Tag) bei 6 °C gekühlt.

Die isolierte DNA wurde ohne zusätzliche Verdünnung in die q-PCR eingesetzt. Um die Annealingtemperatur der jeweiligen Primer zu ermitteln, wurde ein Primer-Test durchgeführt. Hierfür wurde zuerst ein Probenpool erstellt, indem jeweils 2 µl einer jeden Probe in einem Eppendorftube (1,5 ml) pipettiert wurden. Die zu testenden Primer wurden jeweils in einer Mischung von 1: 10 (30 µl: 270 µl) mit PCR-Wasser (RNAsen-freies H₂O) verdünnt. Zur Herstellung der Mastermixe wurden die Substanzen SYBR Green 7,5 µl, Primer Forward 0,6 µl, Primer Reverse 0,6 µl, PCR-Wasser 4,8 µl und jeweils 1,5 µl Proben-DNA pipettiert. Die Primersequenzen sowie die Annealingtemperatur sind aus Tabelle 8 ersichtlich.

Tabelle 8: Primergruppe, Sequenz der verwendeten Primer und Quellen, ermittelte Annealingtemperatur und die erzeugte Produktlänge durch PCR-Replikation; Temp. = Temperatur, Länge bp = Produktlänge in Basenpaare.

Primer	Sequenz 5'-3'	Länge [bp]	Annealing Temp. [C°]	Publikation
Gesamtbakterien	For AGAGTTTGATCMTGGCTCAG Rev TACGGYTACCTTGTTACGACTT	130	64	Boguhn et al. 2010
anaerobe Pilze	For GAGGAAGTAAAAGTCGTAACAAGGTTTC Rev CAAATTCACAAAGGGTAGGATGATT	120	62	Denman & McSweeney 2006
Archaea	For ACKGCTCAGTAACACGT Rev GTGCTCCCCCGCCAATTCCT	826	64	Boguhn et al. 2010
<i>Entodinium spec.</i>	For GAGCTAATACATGCTAAGGC Rev CCCTCACTACAATCG AGATTTAAGG	180	61	Skillman et al. 2006

<i>Fibrobacter succinogenes</i>	For GTTCGGAATTACTGGGCGTAAA Rev CGCCTGCCCTGAACTATC	121	55,3/ 61	Denman & McSweeny 2006
Proteolytische Bakterien α	For ACTCCTACGGGAGGCAGCAG Rev TCTACGRATTTCCACCYCTAC	365	61	Fierer et al. 2005
Protozoen	For GCTTTGWTGGTAGTGTATT Rev CTTGCCCTCYAATCGTWCT	223	60	Sylvester et al. 2004
<i>Ruminococcus flavefaciens</i>	For CGAACGGAGATAATTTGAGTTTACTTAGG Rev CGGTCTCTGTATGTTATGAGGTATTACC	132	55,3/ 60	Denman & McSweeny 2006

Um eine quantitative Bestimmung der DNA zu ermöglichen, wurde für jedes Primerpaar (Forward/Reverse) ein Standard hergestellt. Dies erfolgte gemäß den Protokollschritten des MinElute PCR Purification Kit der Firma Qiagen. Über den Algorithmus (<http://www.uri.edu/research/gsc/resources/cndna.html>) konnte die Anzahl der in den Proben enthaltenen Kopien berechnet werden, welche daraufhin auf eine Konzentration von 10⁷ Kopien verdünnt wurden. Die Verdünnungen wurden auf einer 96 Well Reaktionsplatte durch die Zugabe von RNase-freiem Wasser weiter auf eine Standardverdünnungsreihe mit den Konzentrationen von 10⁶ bis 10¹⁰ eingestellt. Das PCR-Programm wurde mit einem Thermocycler durchgeführt und ist in Tabelle 9 dargestellt. Die qPCR wurde immer im Doppelansatz angesetzt, um verfälschte Messerwerte aufgrund von Primer-Wolken zu eliminieren und einen Mittelwert bilden zu können. Im Programm Realplex s datatool 2.2 wurden die Schmelzkurven analysiert. Die Ergebnisse des Doppelansatzes wurden als Mittelwert angegeben. Mittels folgender Formel **Kopienanzahl g/T = (N qPCR * V_d * E_v) / Einwaage_x g/T** mit T als Trockensubstanz, N qPCR als Anzahl der PCR-Kopien, V_d als Verdünnung und E_v als Elutionsvolumen wurde die Kopienanzahl pro 1 g Trockensubstanz errechnet.

Tabelle 9: Verwendetes qPCR-Programm zur Vervielfältigung der artspezifischen DNA-Fragmente.

Programm	Zyklenzahl	Temperatur [C°]	Zeit [min]
Hot-Start	1	95	02:00
Denaturierung	-	95	00:05
Annealing	40	55,2-65	00:10
Elongation	-	72	00:08
Schmelzkurve	1	60-95	20:00

2.5.2 Kondition der Tiere

Im Rahmen dieser Arbeit wurden zur Messung der Kondition der Untersuchungstiere die Parameter Körpergewicht und Nierenfettindex herangezogen.

Körpergewicht

Das Körpergewicht der Tiere wurde direkt nach der Erlegung unter der Prämisse „aufgebrochen mit Kopf/Haupt“ mittels einer mobilen Digitalwaage mit einer Messgenauigkeit von 0,1 kg erfasst. Da von allen Tieren das Körpergewicht „aufgebrochen“ aber nur selten das Körpergewicht „nicht aufgebrochen“ ermittelt werden konnte, wurde das Lebendgewicht, wenn bekannt notiert, aber nicht für die Analysen herangezogen.

Nierenfettindex

Die Methode zur Bestimmung des Nierenfettindex (NFI) wurde nach Riney (1955) angewendet. Der Nierenfettindex gibt das Gewicht des Fettes, das die Niere umgibt, in Prozent (0 - 300 % Skala) des Nierengewichtes an. Nach der Erlegung wurden den Probestieren beide Nieren mit umliegendem Fettgewebe entnommen. Die Nieren mit Fettgewebe wurden bis zur weiteren Verarbeitung bei -20 °C gelagert. Der Index wurde stets für beide Nieren ermittelt und als Mittelwert angegeben. Zur Standardisierung nach Riney (1955) wurde das seitlich über die Nierenpole überstehende Fett abgetrennt. Die Nieren wurden aus dem übrigen Fettgewebe frei präpariert (s. Abbildung 9). Nieren und Fettgewebe wurden auf 0,01 g genau gewogen. Anhand der Formel: $(\text{Fettgewebe [g]} / \text{Niere [g]}) * 100$ wurde der Nierenfettindex für jedes Untersuchungstier berechnet.

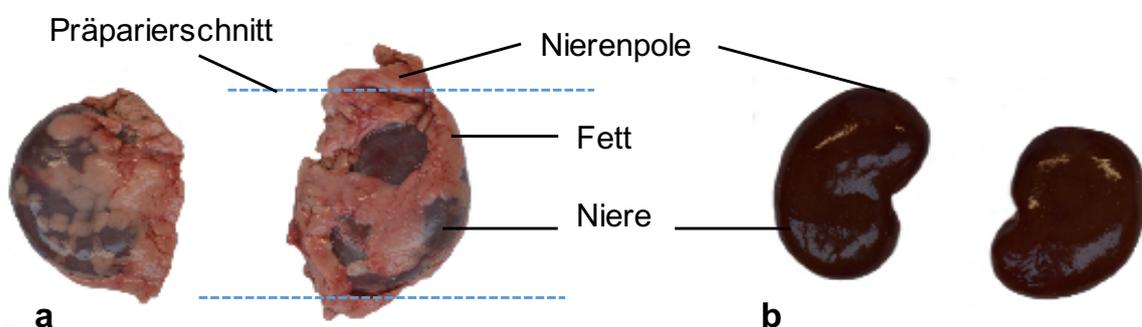


Abbildung 9: a = Nieren, umgeben von Fettgewebe (Feist); b = Nieren, bei denen das Fettgewebe entfernt wurde; blau gestrichelte Linie = Schnittführung zur Abtrennung des Fettes an den Polkappen.

2.5.3 Stresssignale im Kot

Für die Analysen der Zeichen von Langzeitstress wurde der Kot von 129 Untersuchungstieren analysiert. Hierfür wurde den Tieren der Kot sofort nach Erlegung aus dem Rektum entfernt, in ein Falcontube gegeben und unmittelbar bei -20 °C eingefroren. Zur Glukokortikoidmetaboliten-Extraktion (GCM) wurde der Kot bei 30 °C für 30 Minuten in einen Wärmeschrank gelegt. Die Extraktion der GCMs aus dem Kot erfolgte mit 80 % Methanol nach Palme et al. (2013). Die so extrahierten GCM wurden mit dem vom Palme & Möstl (1997) etablierten und von Dehnhard & Clauss (2001) für Rehwild validierten 11-Oxoätiocholanolon Enzymimmunoassay (EIA) gemessen. Die Bearbeitung der einzelnen Schritte erfolgte gemäß dem EIA Protokoll von Palme & Möstl (2014, Stand Juli). Mittels des Assays wurde die GCM-Gruppe der 11, 17-Dioxoandrostane (11, 17-DOA) erfasst. Das von Palme & Möstl (1997) entwickelte Enzymimmunoassay bedient sich des Verdrängungsprinzips mittels biotinmarkierter Steroide (Palme 2001). Dabei wird im Assay Reaktionsansatz neben der Probenlösung und steroidspezifische Antikörper auch biotinmarkiertes Steroid dazu gegeben. Befinden sich viele Probensteroide (GCMs) im Ansatz, so wird hauptsächlich das Probensteroid an den Antikörpern gebunden und nur wenig des biotinmarkierten Steroids. Durch Hinzufügen einer Streptavidin-Peroxidase, welche am Biotin anbindet, kommt es zu einem Farbumschlag. Je stärker der Farbumschlag, desto weniger eigenes Steroid war in der Probe enthalten.

Die Platten wurden nach dem Farbumschlag in ein Photometer gegeben. Das Photometer misst je nach Intensität der Farbe die Absorption. Anhand einer Standardreihe kann die Konzentration der in der Probe enthaltenen GCMs nach GCM-Konzentration [pg pro Well] berechnet werden. Der Messfilter des Photometers liegt bei 450 nm. Für jede Probe wurde die Abweichung der Doppelbestimmung kontrolliert. Überschritt die Abweichung 10 %, so wurden die Analysen für die jeweilige Probe wiederholt. Im letzten Schritt wurde die GCM-Konzentration mittels der Formel: **GCM [ng/g Kot] = (pg/Well * E_v [µl] * V_f) / (P_e [g] * P_v [µl] * 1000)** mit E_v als Extraktionsvolumen, V_f als Verdünnungsfaktor, P_e als Probeneinwaage Kot und P_v als Probenvolumen von pg/well in ng/g berechnet.

2.6 Probenmaterial

Während des Studienverlaufs konnten insgesamt 245 Tiere beprobt werden. Bei der Probengenerierung wurde besonders auf eine gleichmäßige Verteilung der Proben im Jahresverlauf geachtet. Im landwirtschaftlichen Untersuchungsgebiet (LA) konnten 139 Proben (56,7 %) und im forstlich geprägten Untersuchungsgebiet (FO) 106 Proben (43,3 %) gewonnen werden. Aufgrund zu hoher Mengen Kirrmaterials in den Pansen mussten 23 Pansen von den statistischen Auswertungen ausgeschlossen werden. Für die Auswertungen der chemischen Nahrungsanalysen wurden somit 222 Pansen herangezogen. Davon stammen 136 Proben (61,3 %) aus dem landwirtschaftlichen Gebiet und 86 Proben (38,7 %) aus dem forstlich geprägten Gebiet. Die Verteilung der Proben nach Jahreszeiten zeigt Tabelle 10.

Tabelle 10: Probenzahlen nach Habitattyp und Jahreszeit nach Ausschluss der Kirrpansen; LA = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet, FO = forstlich geprägtes Gebiet, n = Anzahl.

Habitat	Jahreszeiten									
	Frühling		Sommer		Herbst		Winter		Gesamt	
	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
LA	43	31,6	19	14,0	34	25,0	40	29,4	136	61,3
FO	21	24,4	13	15,1	30	34,9	22	25,6	86	38,7
Gesamt	64	28,8	32	14,4	64	28,8	62	27,9	222	100,0

Da bei einzelnen Proben nicht genügend Material für eine Mehrfachbestimmung der Analysen zur Verfügung stand, konnten nicht immer alle 222 Proben in die Auswertung mit einbezogen werden. So beschränkt sich die Weender-Analyse auf eine Gesamtprobenzahl von 218 und die Faserfraktionierung auf eine Probenzahl von 216 Proben. Die Panseninhaltsanalyse wurde an 220 Proben durchgeführt. Nachdem die Parameter Gewicht und Kondition unabhängig von Panseninhalt bzw. Anteil des Kirrmaterials sind, wurde hier der gesamte Datensatz (n = 245) verwendet. Allerdings wurde bei der Auswertung nach Gewicht und Kondition auf die Altersklassen der Tiere besondere Rücksicht genommen.

Die Mikrobiotaanalysen wurden an 129 zufällig über die vier Jahreszeiten verteilten Proben des Probenpools der 222 zur Verfügung stehenden Nahrungsanalysenproben durchgeführt. Dabei stammten 75 Proben aus dem landwirtschaftlichen und 54 Proben aus dem forstlich geprägten Gebiet (s. Tabelle 11).

Tabelle 11: Probenzahlen der Mikrobiotabestimmung nach Habitattyp und Jahreszeit; LA = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet, FO = forstlich geprägtes Gebiet, n = Anzahl.

Habitat	Jahreszeiten									
	Frühling		Sommer		Herbst		Winter		Gesamt	
	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
LA	20	26,7	11	14,7	18	24,0	26	34,6	75	58,1
FO	6	11,1	5	9,3	23	42,6	20	37,0	54	41,9
Gesamt	26	20,2	16	12,4	41	31,8	46	35,6	129	100,0

Die Analysen für Stressanzeichen bei den Rehen wurden ebenfalls exemplarisch an 129 Tieren durchgeführt. Hierbei stammten 68 Proben aus dem Wald- und 61 Proben aus dem Agrarhabitat. Die Verteilung der für die Glukokortikoidmetabolitenanalysen verwendeten Proben über die Jahreszeiten und Habitattypen sind in Tabelle 12 ersichtlich.

Tabelle 12: Probenzahlen der Glukokortikoidmetabolitenanalysen nach Habitattyp und Jahreszeit; LA = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet, FO = forstlich geprägtes Gebiete, n = Anzahl.

Habitat	Jahreszeiten									
	Frühling		Sommer		Herbst		Winter		Gesamt	
	n	%	n	%	n	%	n	%	n	%
LA	21	34,4	7	11,5	16	26,2	17	27,9	61	47,3
FO	14	20,6	11	16,2	27	39,7	16	23,5	68	52,7
Gesamt	35	27,1	18	14,0	43	33,3	33	25,6	129	100,0

2.7 Statistische Auswertung

Vor der statistischen Auswertung wurde der Inhalt der Pansen mittels der Panseninhaltsanalyse auf anthropogene Einflüsse untersucht. Je nach Menge des enthaltenen Kirrmaterials im Panseninhalt wurden die Pansen in verschiedene Kirrklassen (0 - 100 %) unterteilt. Pansen, die mehr als 30 % Kirrmaterial (s. Punkt 2.3.1) vom Gesamtpanseninhalt enthielten, wurden von der Auswertung ausgeschlossen. Der Ausschluss der Pansen mit hohem anthropogenem Nahrungsanteil gewährleistete, dass hauptsächlich die natürliche Nahrung der Rehe analysiert werden konnte.

Für die statistische Auswertung wurden die Daten auf Normalverteilung mittels des Shapiro-Wilk-Test und auf Varianzhomogenität mittels des Levené-Test überprüft. Signifikanzen wurde je nach Verteilung und Gruppengröße der Daten getestet. Für normalverteilte Daten wurde der t-Test, für unverbundene oder verbundene Stichproben und für mehr als zwei Gruppen die einfaktorielle Varianzanalyse verwendet. Bei nicht normalverteilten, unverbundenen Daten wurde der Mann-Whitney-U-Test und bei mehr als zwei Gruppen die Rangvarianzanalyse benutzt. Bei multiplen Testanwendungen wurden zur Vermeidung der Alpha-Fehler-Kumulierung Post-hoc-Tests wie der U-Test und/oder der Tukey-Test (je nach Verteilung der Daten) mit anschließender Bonferroni-Korrektur verwendet. Für alle Anwendungen lag das maximal tolerierte Signifikanzniveau bei $\alpha = 5\%$. Signifikanzen wurden in den Abbildungen falls sinnvoll und möglich gekennzeichnet mit * für $p < 0,05$, mit ** für $p < 0,01$ und mit *** für $p < 0,001$.

Zur Prüfung auf Zusammenhänge zwischen Variablen wurde je nach Art der Verteilung nach Pearson, Spearman Rho oder Bravais-Person auf Korrelation getestet. Als Signifikanzniveau für Korrelationen wurde $\alpha = 1\%$ angenommen. Erschien die Kausalbeziehung zwischen zwei Variablen eindeutig, wurde die Regressionanalyse verwendet.

Alle Werte wurden als Mittelwerte (\bar{x}) mit \pm Standardabweichung (SD) bei Normalverteilung oder als Mediane (\tilde{x}) bei nicht normalverteilten Daten mit 95 % Konfidenzintervallen angegeben. Einige Grafiken und Beschreibungen der Daten wurden mit Anzahl (n) oder in Prozent (%) abgebildet. Für die Darstellung der Mikrobiotaergebnisse wurden die Daten logarithmiert, um eine einheitliche Skalierung zu erzeugen.

Auf die Parameter der Physiologie eines Tieres wie Kondition, Körpergewicht und Langzeitstress können viele biotische und abiotische Faktoren einwirken. Um zu Erfassen, in wie weit die Nahrungssituation des Habitats, die Jahreszeiten oder ein anderer Parameter wie Alter oder Geschlecht Einfluss auf die Physiologie der Rehpopulationen hat, wurden die

ernährungsphysiologischen Parameter Kondition, Körpergewicht und Langzeitstress (Glukokortikoidmetabolitenanalyse) auf multifaktorielle Einflüsse getestet. Hierfür wurde eine multivariate Varianzanalyse (ANOVA) benutzt. Die Daten wurden in die unabhängigen Faktoren Habitat (2 Stufen: Wald/Land), Geschlecht (2 Stufen: w/m), Alter (3 Stufen: juvenil/subadult/adult) und Jahreszeit (4 Stufen: Fr/So/He/Wi) eingeteilt und ihr Einfluss auf die abhängigen Parameter Glukokortikoidmetabolitenkonzentration, Kondition und Körpergewicht getestet.

Zur Berechnung der Signifikanzen, Korrelationen, Regressionen und Erstellung der Grafiken wurde das Statistikprogramm SPSS (Version 22.0.0.0 - 26.0.0.0; SPSS Inc., Chicago, USA) verwendet, die multivariate Varianzanalyse wurde mit Hilfe des Programms R Studio (Version 3.0.2 - © 2009 - 2013 RStudio, Inc.) berechnet. Im Anschluss an die Berechnung multivariaten ANOVA wurde der Tukey-Post-hoc-Test durchgeführt. Hierfür wurde das Package „multcomp“ (Hothorn et al. 2008, Version 1.3 - 8) eingesetzt.

3. Ergebnisse

3.1 Nahrungsaufnahme

Der Panseninhalt wurde makroskopisch auf die Zusammensetzung seiner Nahrungsbestandteile untersucht und dabei nach Habitattyp und Jahreszeit unterschieden. Von 245 Pansen wurden 220 Pansen für die Auswertung herangezogen.

3.1.1 Panseninhaltsmenge

Die Messung der gesamten Panseninhaltsmenge, Kitze und Subadulte ausgenommen, lieferte einen signifikanten Unterschied ($p < 0,001$) (s. Tabelle 13) zwischen den beiden Habitaten mit deutlich mehr Inhalt im Pansen der Rehe im Waldhabitat mit einem Zentralwert von 1260 g gegenüber von 1075 g Panseninhalt bei den Rehen im landwirtschaftlichen Gebiet.

Tabelle 13: Menge des Panseninhalts [g, feucht] nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, n = Anzahl, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 158.

	Panseninhalt [g]	
	FO	LA
(n)	63	95
$\bar{x} \pm$ SD	1326 \pm 407	1082 \pm 336
\hat{x}	1260	1075
p-Wert	< 0,001	

Die Aufteilung der Panseninhaltsmengen nach Jahreszeiten zeigt, dass innerhalb der vier Jahreszeiten die Panseninhaltsmenge der im Wald lebenden Rehe (Waldrehe) stets über der Inhaltsmenge der im landwirtschaftlich geprägten Gebiet lebenden Rehe (Agrarrehe) liegt (s. Abbildung 10). Hier ergibt sich ein signifikanter Unterschied mit deutlich mehr Inhaltsmenge bei den Waldrehen im Herbst ($p = 0,006$) und im Winter ($p = 0,016$). Den geringsten Füllzustand des Pansens erreichten die Waldrehe in der Jahreszeit Frühling mit 1155 g Panseninhalt und die Agrarrehe im Winter mit 990 g Panseninhalt. Die größte Pansenfüllmenge ließ sich im Sommer mit 1265 g Panseninhalt für die Agrarrehe und im Herbst mit 1380 g Panseninhalt bei den Waldrehen ermitteln.

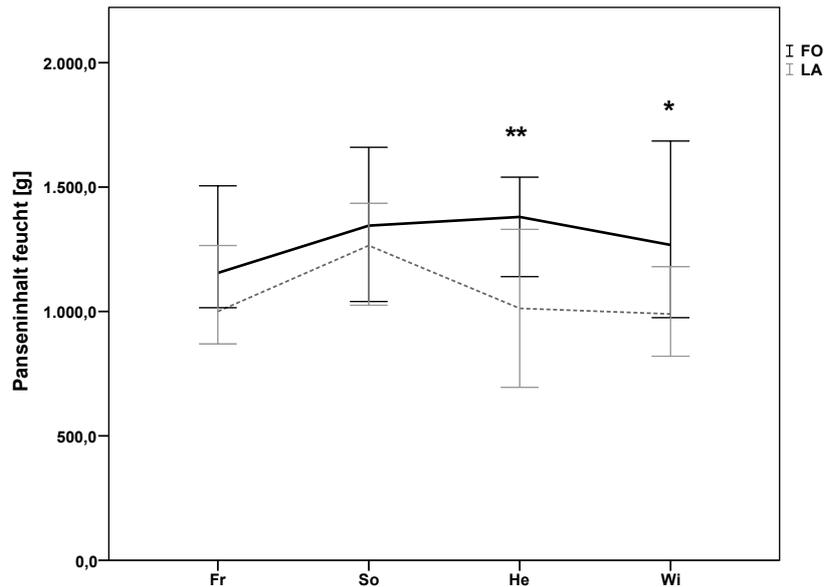


Abbildung 10: Menge des Panseninhalts [g, feucht] nach Jahreszeit und Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 158 ohne Kitzle.

Eine detaillierte Übersicht aller Einzelwerte und Signifikanzen der Panseninhaltsmengen nach Habitattyp und Jahreszeit ist in der Tabelle 40 abgebildet (s. Anhang).

3.1.2 Panseninhaltsbestandteile

Die Nahrungszusammensetzung differierte stark zwischen den beiden Untersuchungsgebieten (s. Abbildung 11). Die am häufigsten gefundenen Nahrungsbestandteile im Pansen der Waldrehe waren Kräuter mit 23,6 %, Nadeln und Triebe von Nadelbäume mit 19,7 % gefolgt von Stauden mit 18,8 %. Im Pansen der Rehe aus landwirtschaftlich geprägtem Gebiet bestand der größte Anteil der Nahrung aus Baumfrüchten mit 26,8 %, sowie aus Kräutern mit 19,5 % und Feldfrüchten mit 16,1 %. Ein Vergleich der Nahrungszusammensetzung zwischen den beiden Gebieten zeigte signifikante Unterschiede bei neun der 12 Nahrungskategorien. Dabei beinhaltete die Nahrung der Waldrehe höhere Anteile an Stauden ($p = 0,004$; FO = 18,8 %; LA = 12,6 %), Sträuchern ($p < 0,001$; FO = 10,3 %, LA = 6,6 %), Laubbäumen ($p < 0,001$; FO = 8,4 %, LA = 3,6 %), Nadelbäumen ($p < 0,001$; FO = 19,7 %, LA = 3,4 %), anthropogenem Material ($p < 0,001$; FO = 3,0 %, LA = 0,3 %) und an Kryptogamen ($p < 0,001$; FO = 7,1 %, LA = 2,3 %) als die Nahrung der Agrarrehe. Eine größere Menge an Gräser ($p = 0,003$; FO = 3,0 %, LA = 8,9 %), Feldfrüchten ($p < 0,001$; FO = 2,3 %, LA = 16,1 %) und Baumfrüchten ($p < 0,001$; FO = 3,1 %, LA = 26,8 %) konnte in den Pansen der Agrarrehe gefunden werden. Keine signifikanten Unterschiede ergaben sich zwischen den Habitaten bei den Kräutern ($p = 0,53$; FO = 23,6 %, LA = 19,5 %). Die Mengen an Samen und nichtidentifizierbarem Material in den Pansen beider Rehpopulationen war sehr gering und konnte deshalb vernachlässigt werden.

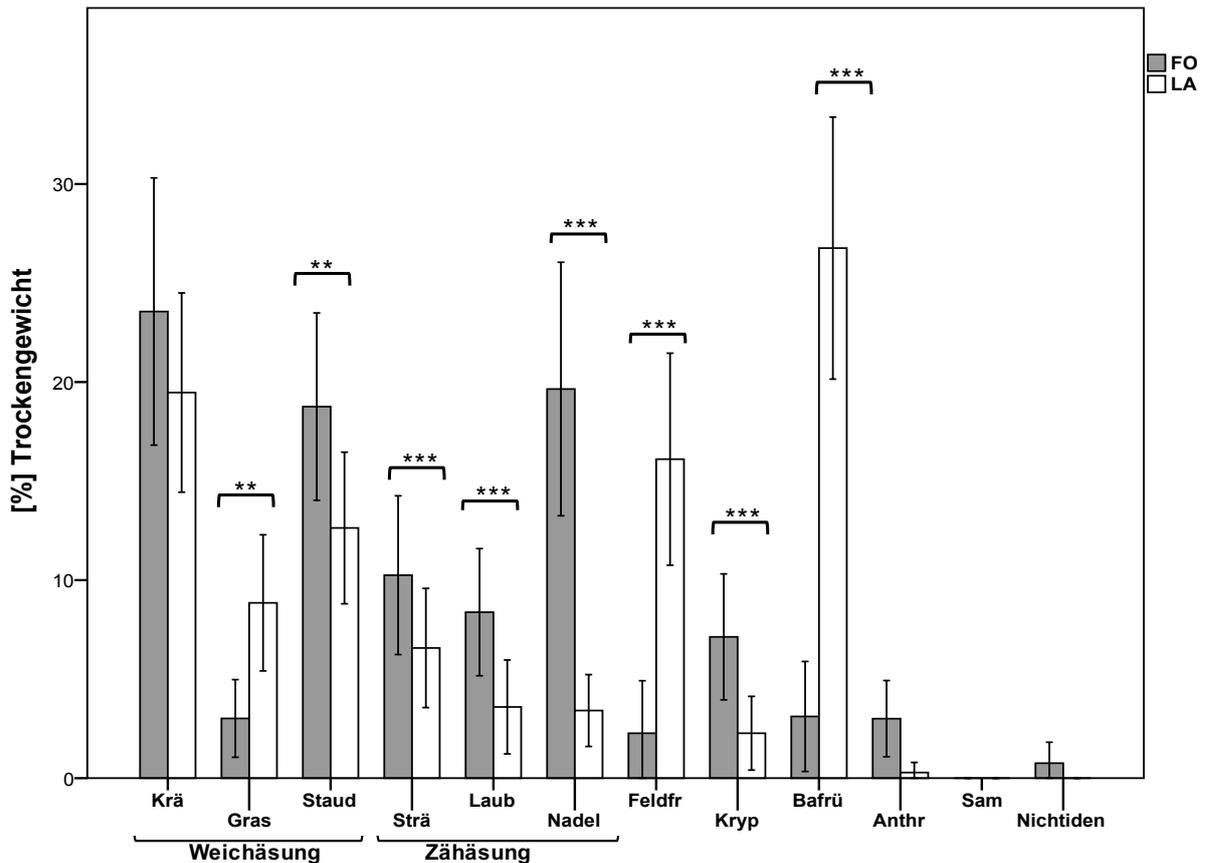


Abbildung 11: Prozentualer Anteil der Nahrungsbestandteile nach Habitattyp in der gesamten Untersuchungsperiode; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Mittelwerte in % T, 95 % Konfidenzintervall, Krä = Kräuter, Gras = Gräser, Staud = Stauden, Strä = Sträucher, Laub = Laubbäume, Nadel = Nadelbäume, Feldfr = Feldfrüchte, Kryp = Kryptogamen, Bafrü = Baumfrüchte, Anthr = Anthropogenes, Sam = Samen, Nichtiden = Nichtidentifiziertes, Gesamtanzahl = 220.

Die Panseninhaltsdaten wurden auf saisonale Unterschiede der Nahrungszusammensetzung zwischen den Habitaten geprüft. Dabei ergaben sich signifikante Unterschiede bei der Konsumierung der Kräuter im Sommer mit höheren Werten im forstlich geprägtem Gebiet ($p = 0,020$; FO = 53,5 %; LA = 29,1 %). Dies gilt ebenfalls für die Kategorie der Stauden ($p = 0,003$; FO = 23,2 %; LA = 9,2 %) und Sträucher ($p = 0,001$; FO = 11,1 %; LA = 4,1 %) während des Herbstes. Der Anteil an Gräsern in der Nahrung war bei den Agrarreihen signifikant höher als bei den Waldreihen während des Frühlings ($p = 0,012$; FO = 1,3 %; LA = 13,7 %) und während des Winters ($p = 0,021$; FO = 3,2 %; LA = 7,2 %). Es gab außerdem einen deutlich höheren Anteil an Laubbäumen im Nahrungsspektrum der im Wald lebenden Rehe während des Herbstes ($p < 0,001$; FO = 14,0 %; LA = 0,8 %). Gleiches gilt für die Nadelbäume im Herbst ($p = 0,024$; FO = 4,7 %; LA = 0,1 %) und Winter ($p < 0,001$; FO = 48,7 %; LA = 4,9 %) bei der im Wald lebenden Rehpopulation. Die Anteile der Feldfrüchte und der Kryptogamen der Rehe in den verschiedenen Habitaten unterschieden sich stark im Sommer ($p < 0,001$; Feldfrüchte: FO

= 10,0 %; LA = 43,9 %; Kryptogamen: FO = 5,6 %; LA = 0,3 %) und im Herbst ($p < 0,001$; Feldfrüchte: FO = 0 %; LA = 36,7 %; Kryptogamen: FO = 15,1 %; LA = 6,9 %). Während des Herbstes ($p < 0,001$; Baumfrüchte: FO = 4,8 %; LA = 27,8 %, Anthropogenes: FO = 2,1 %; LA = 0 %) und während des Winters ($p = 0,035$; Baumfrüchte: FO = 3,6 %; LA = 56,5 %, Anthropogenes: FO = 6,6 %; LA = 0,9 %) ergaben sich signifikante Unterschiede zwischen den beiden Habitaten bei den Nahrungskategorien Baumfrüchte und anthropogenes Material. Abbildung 12 zeigt die Verteilung der Nahrungskategorien in % des Trockengewichts der beiden Rehpopulationen innerhalb der Jahreszeiten.

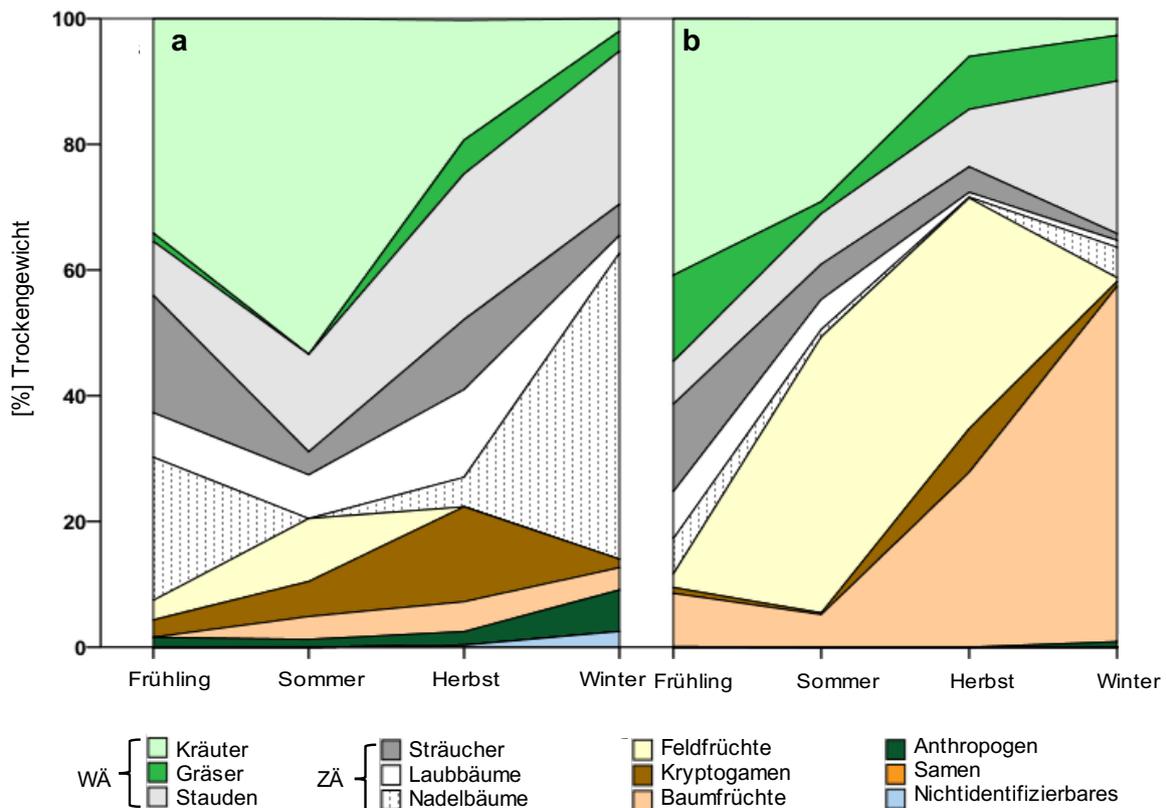


Abbildung 12: Anteil der verschiedenen Nahrungskategorie nach Jahreszeit; **a** = forstlich geprägtes Gebiet (FO), **b** = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet (LA); Frühling = März/April/Mai, Sommer = Juni/Juli/August, Herbst = September/Okttober/November, Winter = Dezember/Januar/Februar, WÄ = Weichäsung, ZÄ = Zähäsung, Mittelwerte in % T, Gesamtanzahl = 220.

Die Tabelle 41 im Anhang zeigt eine Auflistung der errechneten Werte des prozentualen Trockengewichtes, der Auftretensfrequenz, des Relevanzindex und der Signifikanzen der verschiedenen Nahrungskategorien nach Habitattyp und Saison.

3.1.3 Diversität und Ausgewogenheit der Panseninhaltsbestandteile

Die durchschnittliche Diversität der im Pansen vorgefundenen Nahrungsbestandteile im gesamten Jahresverlauf erwies sich im landwirtschaftlichen Gebiet ($H = 0,61 \pm 0,40$) signifikant geringer ($p < 0,001$) als im forstlich geprägten Gebiet ($H = 0,84 \pm 0,40$). Der Wert der Ausgewogenheit der Nahrungskomponenten im Pansen zeigte ebenfalls einen signifikant geringeren Wert ($p < 0,001$) bei den Agrarrehen mit $J = 0,42 \pm 0,27$ gegenüber den Waldrehe mit $J = 0,58 \pm 0,22$. Die Auswertung der Indizes H und J beider Habitate nach Jahreszeit erbrachte über das gesamte Jahr (s. Tabelle 14) eine höhere Diversität und höhere Ausgewogenheit der Panseninhalte der Tiere im Waldhabitat. Ein signifikanter Unterschied beider Indizes zwischen den Gebieten ist im Herbst und Winter zu beobachten.

Tabelle 14: Diversität (H ; Shannon-Weaver-Index) und Ausgewogenheit (J ; Ausgewogenheitsindex) des Panseninhalts nach Habitattyp und Jahreszeit; Mittelwerte \pm SD, FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Gesamtanzahl = 220.

	Habitat	Frühling	Sommer	Herbst	Winter
Shannon-Weaver-Index (H)	FO	0,81 \pm 0,43	0,84 \pm 0,40	0,95 \pm 0,38	0,74 \pm 0,39
	LA	0,70 \pm 0,43	0,68 \pm 0,30	0,55 \pm 0,45	0,52 \pm 0,36
	p-Wert	0,287	0,254	0,001	0,029
Ausgewogenheitsindex (J)	FO	0,59 \pm 0,24	0,56 \pm 0,23	0,62 \pm 0,18	0,53 \pm 0,26
	LA	0,52 \pm 0,31	0,49 \pm 0,21	0,37 \pm 0,27	0,37 \pm 0,24
	p-Wert	0,349	0,448	< 0,001	0,017

3.1.4 Relevanz der Panseninhaltsbestandteile

Allgemein betrachtet, waren die Kräuter, Nadelbäume und Stauden die wichtigsten Nahrungsquellen der im Wald lebenden Rehe. Im landwirtschaftlichen Gebiet spielten Baumfrüchte, Kräuter und Feldfrüchte die wichtigste Rolle bei der Ernährung des Rehwildes. Der Relevanzindex offenbarte darüber hinaus, dass die Nahrungskategorie Kräuter (Stufe = S 7), Sträucher (S 6) und Nadelbäume (S 6) im forstlich geprägten Gebiet und Kräuter (S 7), Sträucher (S 6) und Gräser (S 5) im Agrarhabitat besonders im Frühling für das Rehwild von Bedeutung sind. Im Sommer erwiesen sich Kräuter (S 8), Stauden (S 7) und Sträucher (S 5) als Hauptnahrungskomponenten der im Wald lebenden Tiere. Hingegen waren Feldfrüchte (S 7), Kräuter (S 7) und Sträucher (S 5) bei den im Agrargebiet lebenden Tieren von großer Wichtigkeit. Die Nahrungskategorien Stauden (S 6), Sträucher (S 6), Kräuter (S 6), und die Kryptogamen (S 5) zeigten eine übergeordnete Rolle in der Nahrung der Waldrehe im Herbst. Hingegen waren zu dieser Jahreszeit Feldfrüchte (S 7) und Baumfrüchte (S 6) die wichtigsten Nahrungskomponenten der Agrarrehe. Im Winter waren die Nadelbäume und Stauden die wichtigsten Nahrungslieferanten für die Waldrehe. Baumfrüchte und Stauden erwiesen sich

im Winter laut des Relevanzindexes von großer Bedeutung für die im landwirtschaftlichen Gebiet lebenden Rehe. Abbildung 13 stellt die Relevanz der Nahrungskategorien nach Jahreszeit und Habitat grafisch dar.

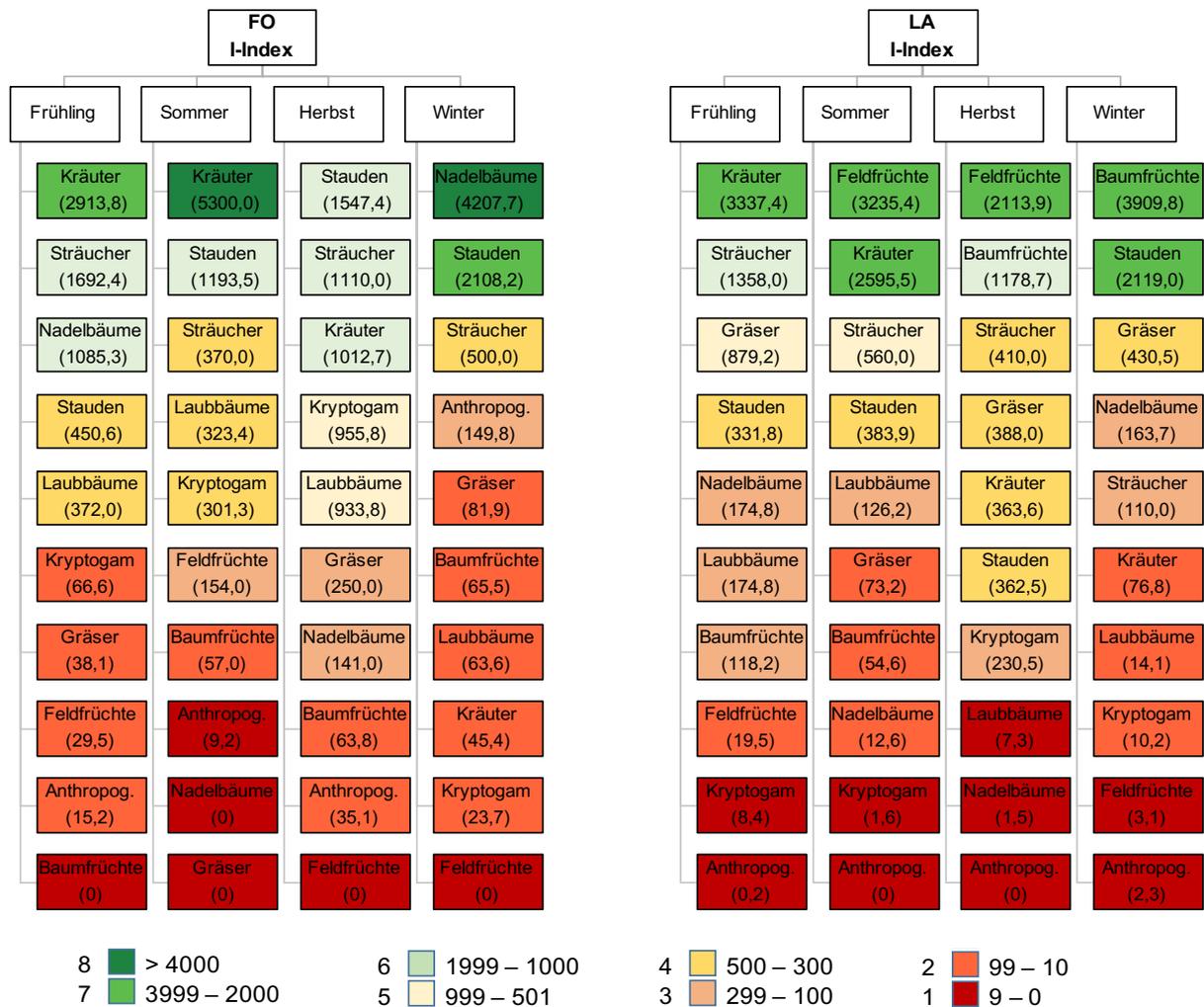


Abbildung 13: Klassifizierung der Nahrungskategorien nach Relevanzindex (II_i), Habitattyp und Jahreszeit; $II_i > 4000 \rightarrow$ sehr hohe Relevanz/Stufe 8, $II_i = 3999 - 2000 \rightarrow$ hohe Relevanz/Stufe 7, $II_i = 1999 - 1000 \rightarrow$ mittlere Relevanz/Stufe 6, $II_i = 999 - 501 \rightarrow$ mäßige Relevanz/Stufe 5, $II_i = 500 - 300 \rightarrow$ moderate Relevanz/Stufe 4, $II_i = 299 - 100 \rightarrow$ wenig Relevanz/Stufe 3, $II_i = 99 - 10 \rightarrow$ kaum Relevanz/Stufe 2, $II_i = 9 - 0 \rightarrow$ keine Relevanz/Stufe 1, Gesamtanzahl = 220.

3.2 Nahrungsqualität

Zur Analyse der Nahrungsqualität beider Rehpopulationen wurde der feste Panseninhalt, das heißt die zentrifugierte Panseninhaltsmasse (Rohmasse), auf folgende Nährstoffe untersucht: Rohasche (XA), Rohfaser (XF), Rohprotein (XP), Rohfett (XL), stickstofffreie Extraktstoffe (NfE) und Nicht-Faser-Kohlenhydrate (NFC) sowie auf die genauen Faseranteile wie Zellulose, Hemizellulose und Lignin.

3.2.1 Nährstoffe der Nahrung

Die Tabelle 15 zeigt den Gehalt an Nährstoffen der aufgenommenen Nahrung für beide Rehwildpopulationen. Bei Betrachtung der mittleren Gesamtwerte der wichtigsten Nährstoffe zeigen sich signifikante Unterschiede zwischen den Rehpopulationen hinsichtlich der Rohfaser (XF) ($p < 0,001$) und der stickstofffreien Extraktstoffe (NfE) ($p = 0,005$). Hierbei überwiegt im Pansen der Rehe im forstlich geprägten Gebiet der Gehalt der Rohfaser (FO = 29,37 % T, LA = 25,01 % T). Die stickstofffreien Extraktstoffe (FO = 28,13 % T, LA = 30,29 % T) sind im Pansen der Rehe im Agrarhabitat höher. Auch der Anteil des Rohproteins (FO = 26,81 % T, LA = 28,78 % T) überwiegt bei den Tieren im landwirtschaftlich geprägten Gebiet, auch wenn sich hier keine Signifikanz zeigt.

Tabelle 15: Gehalt der Nährstoffe [%T] der Nahrung nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, n = Anzahl, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, XA = Rohasche, XF = Rohfaser, XL = Rohfett nach HCl Aufschluss, XP = Rohprotein, NfE = stickstofffreie Extraktstoffe, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 218.

	XA [% T]		XF [% T]		XL [% T]		XP [% T]		NfE [% T]	
	FO	LA								
(n)	86	132	86	132	86	132	86	132	86	132
\bar{x}	8,94	7,78	29,68	25,85	5,99	6,34	27,17	28,48	28,22	31,55
\pm SD	\pm 2,03	\pm 2,29	\pm 5,78	\pm 6,65	\pm 1,63	\pm 2,45	\pm 6,30	\pm 7,19	\pm 4,58	\pm 8,50
\hat{x}	8,53	7,63	29,37	25,01	5,95	6,02	26,81	28,78	28,13	30,29
p-Wert	0,001		< 0,001		0,514		0,192		0,005	

Den Gehalt an Nährstoffen der Panseninhalte der Rehe beider Habitate differenziert nach Jahreszeit zeigt Tabelle 16. Der Rohproteingehalt der Nahrung weist im Jahresverlauf in beiden Habitaten ähnliche Schwankungen auf. In beiden Gebieten erreicht das Rohprotein (XP) sein Maximum im Frühling (FO = 33,72 % T, LA = 34,48 % T) und sein Minimum im Winter mit 22,11 % T im Wald- und mit 24,17 % T im Agrarhabitat. Im Jahresüberblick verlaufen die Werte der Rohfaser und der stickstofffreien Extraktstoffe im Waldhabitat fast parallel zueinander und gegenläufig zu den Werten des Rohproteins. Die Parameter Rohfaser und Extraktstoffe zeigen die niedrigsten Werte im Frühling (XF = 25,51 % T, NfE = 26,77 % T) und ihre maximalen Werte von XF = 34,55 % T und NfE = 30,29 % T im Winter. Im Agrarhabitat ist ein ähnlicher saisonaler

Verlauf dieser beiden Rohnährstoffe erkennbar. Dabei lassen die stickstofffreien Extraktstoffe im Herbst mit 34,80 % T einen leichten Anstieg und die Rohfaser im Herbst einen leichten Abfall auf 22,50 % T erkennen. Die Parameter Rohasche (XA) und Rohfett (XL) zeigen über den Jahresverlauf in beiden Habitaten die niedrigsten Werte und die geringsten Schwankungen.

Tabelle 16: Gehalt der Nährstoffe [% T] der Nahrung nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, n = Anzahl, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, XA = Rohasche, XF = Rohfaser, XL = Rohfett nach HCl Aufschluss, XP = Rohprotein, NfE = stickstofffreie Extraktstoffe, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 218.

	XA [% T]		XF [% T]		XL [% T]		XP [% T]		NfE [% T]	
	FO	LA								
Fr (n)	21	43	21	43	21	43	21	43	21	43
\bar{x}	8,27	8,12	27,16	23,63	5,96	8,27	31,11	34,37	27,50	25,61
\pm SD	\pm 1,18	\pm 2,07	\pm 5,71	\pm 5,20	\pm 1,61	\pm 2,75	\pm 7,74	\pm 6,44	\pm 4,55	\pm 6,82
\hat{x}	8,11	8,16	25,51	23,51	5,50	7,86	33,72	34,48	26,77	25,65
p-Wert	0,881		0,030		< 0,001		0,177		0,163	
So (n)	13	19	13	19	13	19	13	19	13	19
\bar{x}	8,75	8,96	27,80	25,39	7,02	6,29	31,08	28,76	25,35	30,61
\pm SD	\pm 1,23	\pm 1,09	\pm 4,30	\pm 5,01	\pm 1,10	\pm 1,79	\pm 3,96	\pm 5,11	\pm 3,97	\pm 5,70
\hat{x}	8,64	9,27	27,03	25,04	6,55	6,01	31,03	28,50	24,96	28,07
p-Wert	0,448		0,177		0,270		0,287		0,013	
He (n)	30	31	30	31	30	31	30	31	30	31
\bar{x}	9,96	7,85	29,04	24,47	6,24	5,59	26,45	25,50	28,30	36,59
\pm SD	\pm 2,80	\pm 2,70	\pm 4,96	\pm 8,37	\pm 1,67	\pm 1,68	\pm 4,16	\pm 6,07	\pm 4,90	\pm 8,47
\hat{x}	9,09	7,05	29,32	22,50	6,21	6,00	26,56	26,17	27,72	34,80
p-Wert	0,039		< 0,001		0,518		0,815		< 0,001	
Wi (n)	22	39	22	39	22	39	22	39	22	39
\bar{x}	8,32	6,77	34,07	29,63	5,05	4,83	22,07	24,21	30,50	34,56
\pm SD	\pm 1,14	\pm 2,26	\pm 5,54	\pm 5,80	\pm 1,48	\pm 1,27	\pm 4,22	\pm 5,08	\pm 3,45	\pm 7,45
\hat{x}	8,14	6,58	34,55	29,07	4,82	4,77	22,11	24,17	30,29	32,98
p-Wert	< 0,001		0,004		0,607		0,171		0,033	

Beim saisonalen Vergleich der Nährstoffe Rohfaser und Stickstofffreie Extraktstoffe zwischen den Habitaten ergeben sich die größten Signifikanzen. So sind signifikante Unterschiede durch höhere Werte im Waldhabitat in den Jahreszeiten Frühling ($p = 0,030$), Herbst ($p < 0,001$) und Winter ($p = 0,004$) vorhanden. Hinsichtlich der stickstofffreien Extraktstoffe ergeben sich signifikante Unterschiede durch höhere Werte im Agrarhabitat im Sommer ($p = 0,013$), Herbst ($p < 0,001$) und Winter ($p = 0,033$). Die graphischen Verläufe der Nährstoffwerte nach Jahreszeit und Habitattyp sind in Abbildung 31 (s. Anhang) ersichtlich.

Die ermittelten Werte der Nährstoffe wurden auf einen Zusammenhang mit dem Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) (s. Abbildung 14) geprüft. Dabei ergibt sich ein gegenläufiger Zusammenhang zwischen dem Gehalt der umsetzbaren Energie der Nahrung (ME) und ihrem Fasergehalt (XF) im Waldhabitat ($r = - 0,78$, $p < 0,001$) als auch im Agrarhabitat ($r = - 0,54$, $p < 0,001$). Hinsichtlich des Rohproteingehalts ist ein deutlich gleichsinniger Zusammenhang zw. Rohprotein- und umsetzbaren Energiegehalt der Nahrung (FO: $r = 0,77$, $p < 0,001$; LA: $r = 0,07$, $p = 0,409$) allein im Waldhabitat erkennbar.

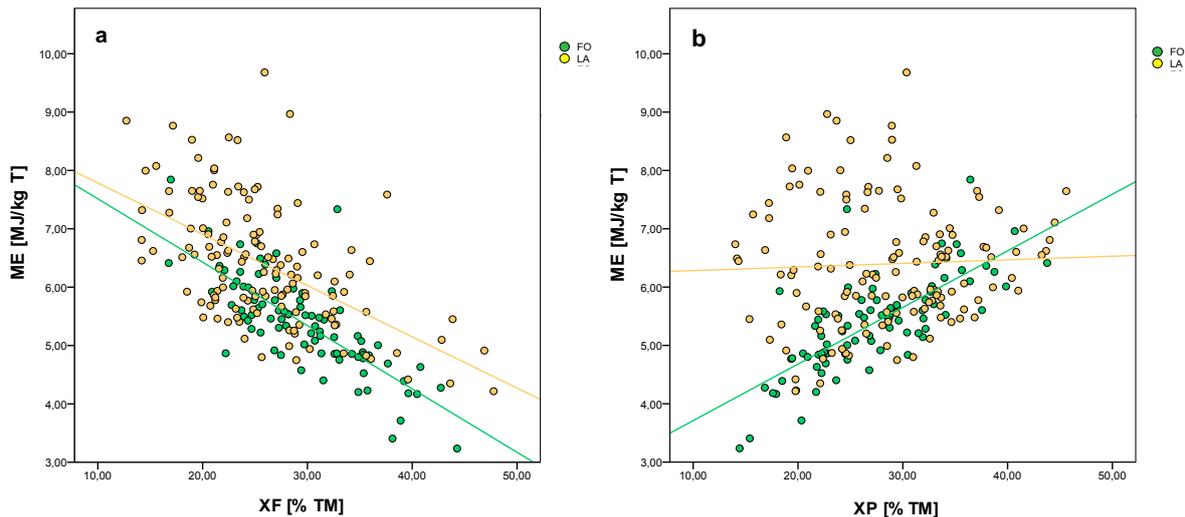


Abbildung 14: Gehalt der umsetzbarer Energie (ME) [MJ/kg T] in Korrelation mit dem Rohfaser- (XF) [% T] (a) und Rohproteingehalt (XP) [% T] (b) der Nahrung; grün = forstlich geprägtes Gebiet, gelb = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet, a) FO: $y = 8,60 - 0,11 * x$, LA: $y = 8,66 + 0,09 * x$, b) FO: $y = 2,74 - 0,10 * x$, LA: $y = 6,22 + 6,16E-3 * x$, LA: $y = 43,02 - 0,33 * x$; Gesamtanzahl = 218.

Die Aufgliederung der Rohfaser in ihre verschiedenen Fasertypen Hemizellulose, Zellulose und Lignin lieferte die Detergenzienanalyse. Dadurch ergab sich die Möglichkeit den Anteil der Nicht-Faser-Kohlenhydrate zu errechnen. Der Gesamtgehalt der Zellulose ($p = 0,048$), des Lignins ($p < 0,001$) und der Nicht-Faser-Kohlenhydrate ($p = 0,001$) ist durch signifikante Unterschiede zwischen den beiden Habitaten gekennzeichnet. Dabei lassen sich im Waldhabitat höhere Werte des Lignins (FO = 15,90 % T, LA = 12,41 % T) und der Zellulose (FO = 17,86 % T, LA = 15,72 % T) und niedrigere Werte der Nicht-Faser-Kohlenhydrate (FO = 8,16 % T, LA = 10,99 % T) gegenüber dem Agrarhabitat finden (s. Tabelle 17).

Tabelle 17: Anteile der Faser [% T] in der Nahrung nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Hemi = Hemizellulose, Zellu = Zellulose, Lign = Lignin, NFC = Nicht-Faser-Kohlenhydrate, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 216.

	Hemi [% T]		Zellu [% T]		Lign [% T]		NFC [% T]	
	FO	LA	FO	LA	FO	LA	FO	LA
(n)	86	130	86	130	86	130	86	130
\bar{x}	15,74	16,44	17,24	16,00	16,41	12,72	8,78	12,80
\pm SD	\pm 4,40	\pm 5,53	\pm 4,60	\pm 5,04	\pm 4,85	\pm 4,62	\pm 5,12	\pm 8,87
\hat{x}	16,19	15,84	17,86	15,72	15,90	12,41	8,16	10,99
p-Wert		0,782		0,048		< 0,001		0,001

Die detaillierte Auftrennung der Faserkomponenten der Panseninhalte der Rehe beider Habitate im Verlauf der Jahreszeiten zeigt im forstlich geprägten Habitat einen leichten und im landwirtschaftlichen Gebiet einen starken Anstieg der Nicht-Faser-Kohlenhydrate im Frühling bis

zum Winter (s. Tabelle 18). Der Gehalt der Hemizellulose bleibt im Waldhabitat über den Verlauf der Jahreszeiten relativ konstant. Im Agrarhabitat zeigt die Hemizellulose ihr Maximum im Herbst mit 20,48 % T und ihr Minimum im Frühling mit 13,76 % T, dagegen erreicht das Lignin sein Minimum mit 9,51 % T im Herbst. Im Waldhabitat ist das Minimum des Lignins im Sommer mit 12,52 % T erreicht. Grundsätzlich lässt sich feststellen, dass die Nahrung im Waldhabitat im Vergleich zum Agrarhabitat zu allen vier Jahreszeiten höhere Ligninwerte aufweist. Die Zellulose verzeichnet in beiden Gebieten sowohl im Sommer als auch im Winter einen Anstieg der Werte.

Ein signifikanter Unterschied zwischen den Habitaten zeigt sich im Frühling allein im Ligninwert ($p = 0,018$) mit höheren Werten im Waldhabitat (FO = 17,13 % T, LA = 13,57 % T). Im Sommer weist das Agrarhabitat mit 10,86 % T signifikant höhere Nicht-Faser-Kohlenhydratwerte ($p = 0,011$) auf als das Waldhabitat mit 8,20 % T. Des Weiteren lassen sich im Herbst im Waldhabitat signifikant höhere Hemizellulose ($p = 0,011$) und Lignin ($p < 0,001$), sowie im Winter höhere Lignin ($p < 0,001$) als im Agrarhabitat finden. Jedoch zeigt das Agrarhabitat zu diesen beiden Jahreszeiten Herbst ($p = 0,019$) und Winter (0,002) signifikant höhere Nicht-Faser-Kohlenhydratwerte auf. Der saisonale Verlauf der Fasergehalte ist in Abbildung 32 (s. Anhang) ersichtlich.

Tabelle 18: Anteile der Faser [% T] in der Nahrung nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter Hemi = Hemizellulose, Zellu = Zellulose, Lign = Lignin, NFC = Nicht-Faser-Kohlenhydrate, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 216.

	Hemi [% T]		Zellu [% T]		Lign [% T]		NFC [% T]	
	FO	LA	FO	LA	FO	LA	FO	LA
Fr (n)	21	42	21	42	21	42	21	42
\bar{x}	15,66	14,28	13,48	12,93	16,79	14,10	8,91	8,54
\pm SD	\pm 5,28	\pm 4,11	\pm 5,49	\pm 5,32	\pm 4,05	\pm 4,24	\pm 5,26	\pm 6,32
\hat{x}	17,37	13,76	12,53	13,16	17,13	13,57	8,55	7,66
p-Wert	0,185		0,804		0,018		0,634	
So (n)	13	18	13	18	13	18	13	18
\bar{x}	14,47	16,90	19,10	16,65	12,19	12,12	7,40	10,93
\pm SD	\pm 3,01	\pm 6,75	\pm 2,13	\pm 5,11	\pm 3,38	\pm 6,22	\pm 3,25	\pm 3,45
\hat{x}	15,46	15,41	19,43	17,16	12,52	10,65	8,20	10,86
p-Wert	0,622		0,211		0,821		0,011	
He (n)	30	31	30	31	30	31	30	31
\bar{x}	15,92	19,57	17,34	16,80	15,74	9,38	9,01	15,26
\pm SD	\pm 4,85	\pm 6,79	\pm 2,29	\pm 4,51	\pm 4,82	\pm 3,85	\pm 6,32	\pm 9,56
\hat{x}	17,02	20,48	17,63	15,42	14,87	9,51	7,63	13,82
p-Wert	0,011		0,055		< 0,001		0,019	
Wi (n)	22	39	22	39	22	39	22	39
\bar{x}	16,33	16,08	19,61	18,41	19,44	14,16	9,19	16,20
\pm SD	\pm 3,37	\pm 3,93	\pm 5,00	\pm 3,25	\pm 4,44	\pm 3,28	\pm 4,30	\pm 9,62
\hat{x}	16,28	15,80	18,87	18,93	19,38	14,48	10,75	15,26
p-Wert	0,346		0,462		< 0,001		0,002	

3.2.2 Umsetzbare Energie der Nahrung

Der Gehalt an umsetzbarer Energie (ME) der Nahrung wurden anhand des Panseninhalts von 222 Untersuchungstieren analysiert. Zudem wurde das Standardverfahren des HFTs mit einem spezialisierten HFT-Verfahren verglichen.

Umsetzbare Energie (ME) der Nahrung

Die Ermittlung des Gehaltes der umsetzbaren Energie (ME) der Rehnahrung mittels des standardisierten HFT-Verfahrens zeigte signifikante Unterschiede zwischen den Populationen der beiden Untersuchungsgebiete. Der mittlere Gehalt an umsetzbarer Gesamtenergie (ME) der Rehnahrung liegt mit 6,28 MJ/kg T im landwirtschaftlichen Habitat signifikant ($p < 0,001$) über dem Gehalt der umsetzbaren Gesamtenergie (ME) der Nahrung des forstlich geprägten Habitats mit 5,43 MJ/kg T (s. Tabelle 19).

Tabelle 19: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) [MJ/kg T] der Nahrung nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, n = Anzahl, Gesamtanzahl = 222.

	ME [MJ/kg T]	
	FO	LA
(n)	86	136
$\bar{x} \pm$ SD	5,38 \pm 0,82	6,34 \pm 1,06
\hat{x}	5,43	6,28
p-Wert	< 0,001	

Differenziert man den Gehalt an umsetzbarer Energie der Nahrung nach Jahreszeiten, zeigen sich zu allen vier Jahreszeiten höhere Energiewerte im Agrarhabitat im Vergleich zum Waldhabitat (s. Abbildung 15). Dabei sticht der Herbst im landwirtschaftlichen Gebiet mit den höchsten Werten von 7,18 MJ/kg T der umsetzbaren Energie heraus. Das Energiemaximum der vier Jahreszeiten lässt sich im Waldhabitat im Frühling (5,63 MJ/kg T) und Sommer (5,78 MJ/kg T) beobachten. In beiden Habitaten lassen sich im Winter die niedrigsten Werte des Gehaltes der umsetzbaren Energie der aufgenommenen Nahrung finden.

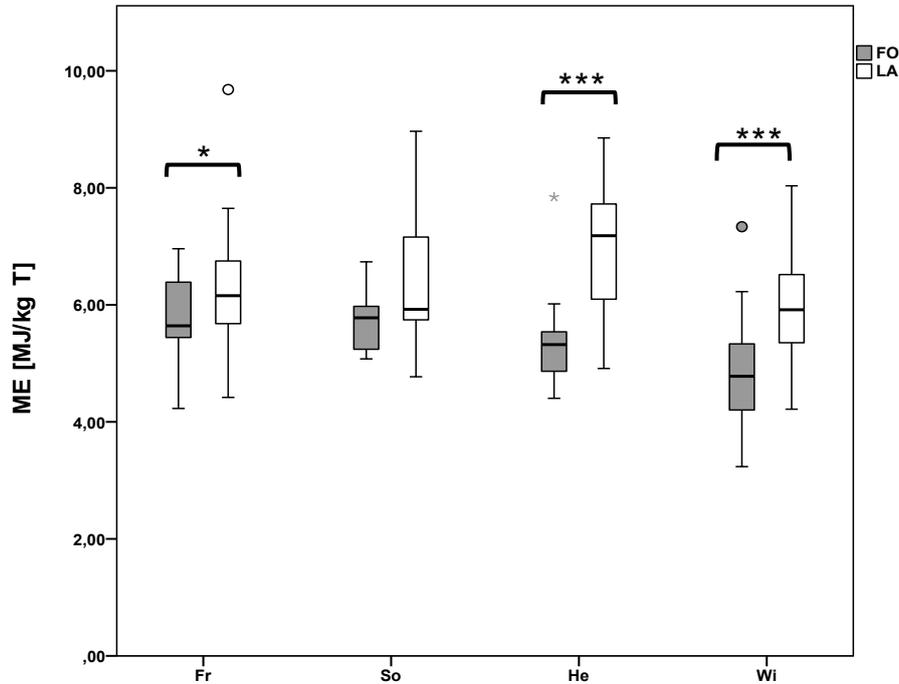


Abbildung 15: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) [MJ/kg T] der Nahrung nach Habitattyp und Jahreszeit; Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Boxplots, Gesamtanzahl = 222.

Signifikante Unterschiede zwischen beiden Habitaten lassen sich bei der umsetzbaren Energie mit stets höheren Werten im Agrarhabitat im Frühling ($p = 0,043$), im Herbst ($p < 0,001$) und im Winter ($p < 0,001$) finden. Tabelle 20 zeigt alle umsetzbaren Energiewerte der Rehnahrung und Signifikanzen nach Jahreszeit gegliedert.

Tabelle 20: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) [MJ/kg T] der Nahrung nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, $\bar{x} \pm SD$ = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, n = Anzahl, Gesamtanzahl = 222.

	ME [MJ/kg T]	
	FO	LA
Fr (n)	21	43
$\bar{x} \pm SD$	$5,79 \pm 0,74$	$6,28 \pm 0,92$
\hat{x}	5,64	6,16
p-Wert	0,043	
So (n)	13	19
$\bar{x} \pm SD$	$5,75 \pm 0,49$	$6,42 \pm 1,15$
\hat{x}	5,78	5,92
p-Wert	0,108	
He (n)	30	34
$\bar{x} \pm SD$	$5,32 \pm 0,63$	$7,03 \pm 1,10$
\hat{x}	5,32	7,18
p-Wert	< 0,001	
Wi (n)	22	40
$\bar{x} \pm SD$	$4,84 \pm 0,96$	$5,97 \pm 0,91$
\hat{x}	4,78	5,92
p-Wert	< 0,001	

Umsetzbare Energie (ME) pro Panseninhalt

Anhand der zuvor gemessenen umsetzbaren Energiemenge in MJ/kg T in Verbindung mit der individuellen Trockensubstanz der Pansenfüllmenge eines jeden Tieres konnte die enthaltene Energie pro Pansenfüllung für jedes Reh berechnet werden. Die Gesamtenergie pro Pansenfüllung ist mit 1,45 MJ/Panseninhalt im Waldhabitat nahezu identisch mit 1,50 MJ/Panseninhalt bei den Tieren des Agrarhabitats. Bei genauerer Betrachtung der Energie pro Panseninhalt nach Jahreszeiten zeigt sich ein enger paralleler Verlauf der Energiewerte beider Habitattypen (s. Tabelle 21). Das Maximum der Energiemenge pro Panseninhalt ist im Waldhabitat im Sommer erkennbar (FO = 1,61 MJ/Panseninhalt) und im Agrarhabitat im Herbst (LA = 1,78 MJ/Panseninhalt). Das Minimum der Menge an umsetzbarer Energie wird im Winter in beiden Habitaten erreicht (FO = 1,21 MJ/Panseninhalt, LA = 1,36 MJ/Panseninhalt). Zu beachten ist, dass es sich hier um eine Pansenfüllung bzw. nur um einen Teil der Energie des gesamten Tageskonsums eines Rehs handelt.

Tabelle 21: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) [MJ/pro Panseninhalt] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, n = Anzahl, Gesamtanzahl = 158.

	ME [MJ pro Panseninhalt]	
	FO	LA
Fr (n)	17	37
$\bar{x} \pm$ SD	1,62 \pm 0,63	1,39 \pm 0,52
\hat{x}	1,49	1,36
p-Wert	0,276	
So (n)	13	19
$\bar{x} \pm$ SD	1,46 \pm 0,37	1,82 \pm 0,57
\hat{x}	1,61	1,78
p-Wert	0,084	
He (n)	21	16
$\bar{x} \pm$ SD	1,48 \pm 0,46	2,0 \pm 0,89
\hat{x}	1,49	1,82
p-Wert	0,059	
Wi (n)	12	23
$\bar{x} \pm$ SD	1,39 \pm 0,64	1,53 \pm 0,49
\hat{x}	1,21	1,36
p-Wert	0,403	
Σ (n)	63	98
$\bar{x} \pm$ SD	1,50 \pm 0,53	1,61 \pm 0,68
\hat{x}	1,45	1,50
p-Wert	0,332	

Der Vergleich der aufgenommenen Panseninhaltsmengen der Tiere beider Habitats mit der umsetzbaren Nahrungsenergie des Pansens zeigt einen gegenläufigen Verlauf. Im Waldhabitat steigt die aufgenommene Panseninhaltsmenge stark an, speziell im Sommer und Herbst bei Abnahme der umsetzbaren Energie im Panseninhalt. Im Agrarhabitat ist dieser gegenläufige Verlauf in den Jahreszeiten Frühling, Sommer und Herbst erkennbar. So sinkt die Menge der Nahrungsaufnahme in den Jahreszeiten Frühling und Herbst, in welchen die umsetzbare Energie der Nahrung steigt. Im Sommer erhöht sich die Nahrungsaufnahme mit sinkender umsetzbarer Energie in der Nahrung (s. Abbildung 16).

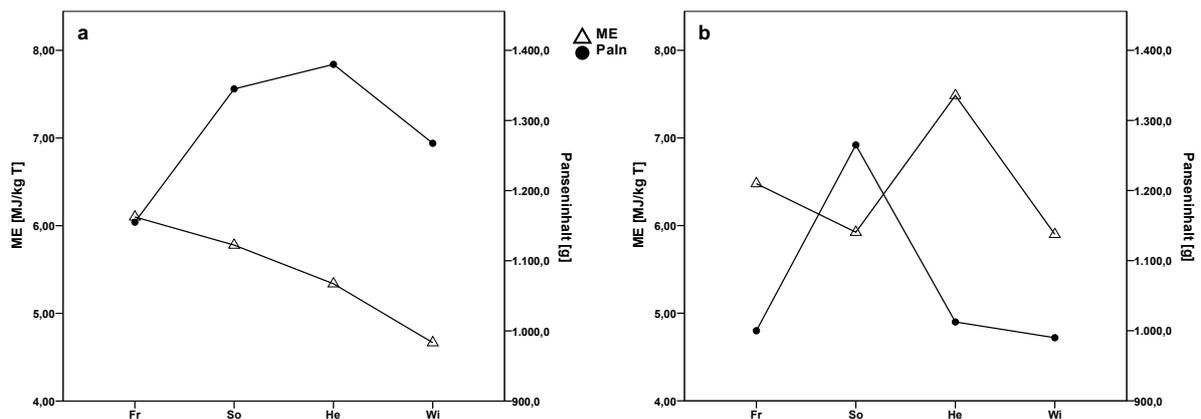


Abbildung 16: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) [MJ/kg T] (weißes Dreieck) und der Panseninhaltsmenge (Paln) [g] (schwarzer Kreis) in der Gegenüberstellung; **a** = forstlich geprägtes Gebiet, **b** = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mittelwerte, Gesamtanzahl = 158.

Berechnete Aufnahme an umsetzbarer Energie (ME) pro Tier und Tag

Der Gehalt der Nahrung an umsetzbarer Energie pro Reh und Tag (ME_A) berechnet sich unter Berücksichtigung der individuellen Trockensubstanz eines jeden Panseninhalts zur Erreichung der im Pansen enthaltenen Tagesenergiemenge. Für Werte siehe Tabelle 42 im Anhang. Sie dienen dem Punkt „Umsetzbare Energie (ME) der Nahrung vs. Energiebedarf des Rehwildes als Grundlage in der Diskussion.

HFT-Verfahren I vs. HFT-Verfahren II

Die errechnete umsetzbare Energie (ME) mittels des standardisierten HFT-Verfahrens mit Hammelsaft zeigt einen leicht höheren Wert wie die Energie (ME), die mittels des Verfahrens mit Rehansenssaft ermittelt werden konnte (s. Tabelle 22).

Tabelle 22: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) [MJ/kg T] der Nahrung nach HFT-Verfahren; Hammelsaft [PaS], Rehansenssaft [PaS], n = Anzahl, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p -Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 36.

ME [MJ/kg T]			
	Hammel-PaS	Reh-PaS	
(n)	36	36	
$\bar{x} \pm$ SD	5,58 \pm 0,89	5,39 \pm 0,82	
\hat{x}	5,53	5,37	
p-Wert	0,130		

Betrachtet man die umsetzbaren Energiewerte nach Monaten und nach den verschiedenen Versuchsansätzen wird deutlich, dass im Frühling (s. Abbildung 17) die umsetzbaren Energiewerte des Hammelsafts stets über denen der umsetzbaren Energiewerte liegen, die mittels Rehansenssaft erzeugt wurden. Ein signifikanter Unterschied ($p = 0,021$) ergibt sich im Monat Mai mit 6,39 MJ/kg T beim Hammelsaft-Verfahren im Vergleich zu 5,55 MJ/kg T beim Verfahren mit Rehansenssaft. Für den Monat Januar konnte mit dem Rehansenssaft ein signifikant höherer Energiewert ($p = 0,043$) als mit dem Hammelsaft ermittelt werden: 5,15 MJ/kg T zu 4,60 MJ/kg T.

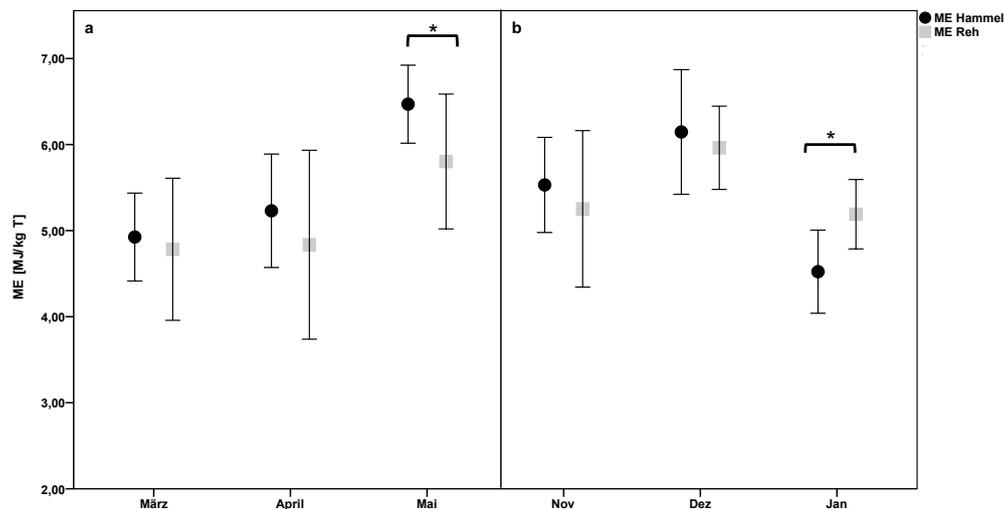


Abbildung 17: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) [MJ/kg T] nach Monat und Versuchsansatz; **a** = Versuchsansatz Frühling: Reh- und Hammelsaft aus dem Frühling mit Frühlingsproben, **b** = Versuchsansatz Winter: Reh- und Hammelsaft aus dem Winter mit Herbst-/Winterproben, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, $n = 18$ für Winteransatz, $n = 18$ für Frühlingsansatz.

Eine detaillierte Übersicht aller Werte und Signifikanzen der beiden HFT-Versuchsansätze „Frühling“ und „Winter“ ist in der Tabelle 43 ersichtlich (s. Anhang).

3.2.3 Fermentationsparameter im Pansensaft

Der Pansensaft von 222 Untersuchungstieren wurde auf folgende Parameter untersucht: flüchtige Fettsäuren (Essig-/Propion-/Butter-/Valeriansäure), Ammoniakgehalt, Laktatgehalt und Pansen-pH-Wert.

Flüchtige Fettsäuren

Bei der Gesamtkonzentration der flüchtigen Fettsäuren (FFS) lässt sich mit 95,45 mmol/l im Agrarhabitat gegenüber den 90,84 mmol/l im Wald ein signifikant höherer Wert ($p = 0,004$) finden (s. Tabelle 23). Für eine Verlaufsdiagramm siehe Abbildung 33 (s. Anhang).

Tabelle 23: Gesamtgehalt flüchtiger Fettsäuren [mmol/l] im Pansensaft nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, n = Anzahl, Gesamtanzahl = 222.

FFS gesamt [mmol/l]		
	FO	LA
(n)	86	136
$\bar{x} \pm SD$	87,57 \pm 29,71	101,51 \pm 31,67
\hat{x}	90,84	95,45
p-Wert	0,004	

Bei der Auftrennung der flüchtigen Fettsäuren in Essigsäure (ES), Propionsäure (PS), Buttersäure (BS) und Valeriansäure (VS) wird sichtbar, dass der signifikante Unterschied hauptsächlich für die Propionsäure (FO = 19,12 mmol/l, LA = 23,93 mmol/l; $p < 0,001$) und die Buttersäure (FO = 10,54 mmol/l, LA = 12,24 mmol/l; $p = 0,001$) gilt. Tendenziell sind im Agrarhabitat auch höhere Essigsäurewerte (FO = 54,66 mmol/l, LA = 57,63 mmol/l; $p = 0,092$) vorhanden, auch wenn dort keine Signifikanz erreicht wird (s. Abbildung 18).

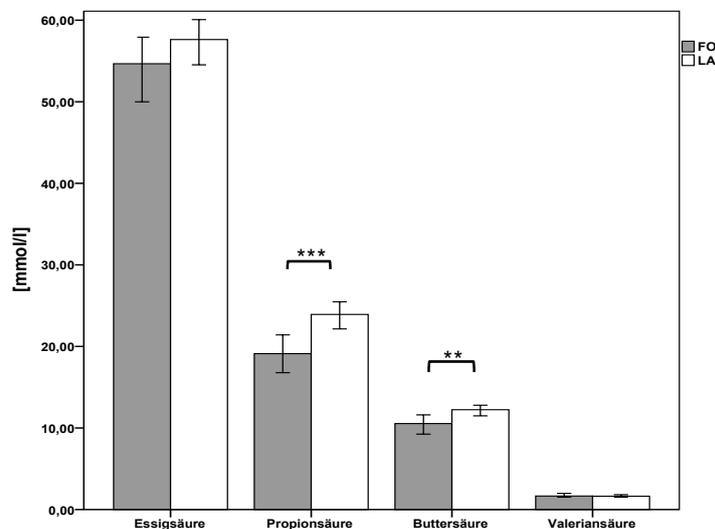


Abbildung 18: Gehalt flüchtiger Fettsäuren [mmol/l] im Pansensaft nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 222.

Der jahreszeitliche Verlauf der Gesamtkonzentration der flüchtigen Fettsäuren (FFS) zeigt im Waldhabitat einen starken Abfall im Winter auf 53,24 mmol/l (s. Tabelle 24 oder für Verlauf Abbildung 33 im Anhang). Hier zeigt sich ein signifikanter Unterschied ($p < 0,001$) zum landwirtschaftlichen Habitat. Während des Frühlings, Sommers und Herbsts bleiben die Werte im Waldhabitat auf einem fast gleichbleibenden Niveau. Im Agrarhabitat zeigen die Werte der flüchtigen Fettsäuren eine Nivellierung. Ein leichtes Maximum der Gesamtkonzentration der FFS ergibt sich im Herbst mit 103,52 mmol/l.

Tabelle 24: Gesamtgehalt flüchtiger Fettsäuren [mmol/l] im Pansensaft nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 222.

	Gesamt FFS [mmol/l]	
	FO	LA
Fr (n)	21	43
$\bar{x} \pm$ SD	94,60 \pm 20,79	96,12 \pm 29,27
\hat{x}	93,80	94,38
p-Wert	0,858	
So (n)	13	19
$\bar{x} \pm$ SD	96,54 \pm 20,56	102,37 \pm 30,82
\hat{x}	98,42	94,63
p-Wert	0,762	
He (n)	30	34
$\bar{x} \pm$ SD	98,23 \pm 31,22	112,14 \pm 42,29
\hat{x}	95,53	103,52
p-Wert	0,276	
Wi (n)	22	40
$\bar{x} \pm$ SD	61,04 \pm 24,02	97,85 \pm 22,89
\hat{x}	53,24	95,40
p-Wert	< 0,001	

Die Aufgliederung der einzelnen Fettsäuren nach Jahreszeiten zeigt deren saisonalen Verlauf (s. Abbildung 34 im Anhang). Die Essigsäure findet im Waldhabitat ihr Maximum im Herbst mit 59,61 mmol/l. Im Winter erreicht sie dort ihr Minimum mit 33,62 mmol/l. Im Agrarhabitat ist das Essigsäureminimum im Frühling (56,80 mmol/l) und Winter (56,99 mmol/l). Ihr Maximum ist im Sommer mit 61,12 mmol/l. Die Verläufe von Propionsäure und Buttersäure ähneln sich im Wald- und Agrarhabitat sehr. Sie verlaufen deutlich parallel zueinander, wobei die beiden Säuren im Waldhabitat im Winter deutlich stärker abfallen als im landwirtschaftlichen Vergleichsgebiet. Im Land- und Waldhabitat verzeichnen die Buttersäure (FO = 12,59 mmol/l, LA = 13,28 mmol/l) und die Propionsäure (FO = 21,69 mmol/l, LA = 26,10 mmol/l) ihr Maximum im Herbst. Im Winter sind signifikante Unterschiede zwischen den beiden Habitaten hinsichtlich aller vier Fettsäuren vorhanden (s. Tabelle 25).

Tabelle 25: Gehalt flüchtiger Fettsäuren [mmol/l] im Pansensaft nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, ES = Essigsäure, PS = Propionsäure, BS = Buttersäure, VS = Valeriansäure, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 222.

	ES [mmol/l]		PS [mmol/l]		BS [mmol/l]		VS [mmol/l]	
	FO	LA	FO	LA	FO	LA	FO	LA
Fr (n)	21	43	21	43	21	43	21	43
\bar{x}	59,48	57,68	20,69	23,76	11,28	11,12	1,86	1,66
\pm SD	\pm 12,11	\pm 16,34	\pm 5,84	\pm 9,15	\pm 3,65	\pm 4,69	\pm 0,79	\pm 0,78
\hat{x}	57,28	56,80	20,05	22,15	11,16	10,53	1,72	1,59
p-Wert	0,726		0,222		0,791		0,268	
So (n)	13	19	13	19	13	19	13	19
\bar{x}	61,58	60,99	20,88	26,90	10,87	11,40	1,95	1,67
\pm SD	\pm 14,06	\pm 15,62	\pm 6,76	\pm 13,52	\pm 2,32	\pm 4,65	\pm 0,38	\pm 0,69
\hat{x}	56,66	61,12	18,91	23,61	10,97	10,57	1,92	1,55
p-Wert	0,940		0,287		0,734		0,037	
He (n)	30	34	30	34	30	34	30	34
\bar{x}	59,02	60,28	21,75	31,17	12,67	16,41	2,34	2,44
\pm SD	\pm 20,36	\pm 21,56	\pm 8,14	\pm 14,18	\pm 4,47	\pm 8,72	\pm 0,99	\pm 1,37
\hat{x}	59,61	58,95	21,69	26,10	12,59	13,37	2,39	1,96
p-Wert	1,000		0,003		0,150		0,904	
Wi (n)	22	40	22	40	22	40	22	40
\bar{x}	37,45	56,80	14,89	23,21	6,67	14,11	1,26	2,24
\pm SD	\pm 12,49	\pm 13,18	\pm 8,89	\pm 5,74	\pm 3,18	\pm 5,78	\pm 0,89	\pm 1,19
\hat{x}	33,62	56,99	12,32	22,64	6,19	13,28	1,06	2,07
p-Wert	< 0,001		< 0,001		< 0,001		< 0,001	

Acetat/Propionat-Verhältnis

Tabelle 26 zeigt die Acetat-/Propionat-Verhältnisse für das forstlich und das landwirtschaftlich geprägte Habitat. Erkennbar ist, dass im Agrarhabitat das Acetat/Propionat-Verhältnis sich im Gesamten (LA = 2,44: 1; FO = 2,88: 1) signifikant enger ($p < 0,001$) zueinander befindet als im Waldhabitat.

Tabelle 26: Acetat/Propionat-Verhältnisse nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 222.

	Acetat/Propionat-Verhältnis	
	FO	LA
(n)	86	136
$\bar{x} \pm$ SD	2,88 \pm 0,62	2,44 \pm 0,67
\hat{x}	2,84	2,38
p-Wert	< 0,001	

Dies zeigt sich auch zu allen vier Jahreszeiten mit signifikanten Unterschieden im Frühling, Herbst und Winter (s. Tabelle 27). Jedoch zeigen die Werte des Acetat/Propionat-Verhältnisses beider Gebiete einen parallelen Verlauf im Jahresverlauf (s. Abbildung 35 im Anhang). Das weiteste Verhältnis besteht zwischen Acetat und Propionat in beiden Gebieten im Sommer (FO = 2,99: 1, LA = 2,59: 1). Das engste Verhältnis besteht im Waldhabitat im Winter (2,76: 1) und im Agrarhabitat im Herbst (2,17: 1).

Tabelle 27: Acetat/Propionat-Verhältnisse nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 222.

	Acetat/Propionat-Verhältnis	
	FO	LA
Fr (n)	21	43
$\bar{x} \pm$ SD	2,97 \pm 0,56	2,54 \pm 0,55
\hat{x}	2,96	2,55
p-Wert	0,006	
So (n)	13	19
$\bar{x} \pm$ SD	3,16 \pm 0,87	2,64 \pm 0,94
\hat{x}	2,99	2,59
p-Wert	0,077	
He (n)	30	34
$\bar{x} \pm$ SD	2,79 \pm 0,59	2,11 \pm 0,61
\hat{x}	2,82	2,17
p-Wert	< 0,001	
Wi (n)	22	40
$\bar{x} \pm$ SD	2,76 \pm 0,52	2,52 \pm 0,60
\hat{x}	2,76	2,43
p-Wert	0,007	

Ammoniak

Tabelle 28 stellt den Gesamtgehalt an Ammoniak im Pansensaft der Untersuchungstiere im forstlich und landwirtschaftlich geprägten Gebiet dar. Der Gesamtgehalt des Ammoniaks ist im Pansensaft der im landwirtschaftlichen Habitat lebenden Tiere (20,63 mmol/l) signifikant höher (< 0,001) als im Pansensaft der im forstlich geprägten Habitat lebenden Rehe (12,35 mmol/l).

Tabelle 28: Gehalt Ammoniak (NH₃) [mmol/l] nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, $\bar{x} \pm SD$ = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 222.

	NH ₃ [mmol/l]	
	FO	LA
(n)	86	136
$\bar{x} \pm SD$	14,99 ± 9,66	22,34 ± 11,32
\hat{x}	12,35	20,64
p-Wert	< 0,001	

Betrachtet man den saisonalen Verlauf des Ammoniakgehalts (s. Abbildung 19) so wird deutlich, dass während aller vier Jahreszeiten der Wert des Ammoniaks bei den im landwirtschaftlichen Gebiet lebenden Tieren signifikant höher (0,022 bis < 0,001) ist als bei den Tieren, welche im Wald leben (für Werte s. Tabelle 44 im Anhang). Den höchsten Ammoniakwert verzeichnen die Waldrehe im Frühling mit 17,98 mmol/l. Dieser Wert flacht im Lauf des Jahres ab und erreicht im Winter sein Minimum von 6,69 mmol/l. Dieser Trend (Maximum im Frühling: 27,27 mmol/l, Minimum im Winter: 14,91 mmol/l) ist auch bei den Rehen im landwirtschaftlichen Habitat erkennbar. Allerdings mit dem Unterschied, dass der Ammoniakgehalt im Herbst (23,12 mmol/l) wieder ansteigt.

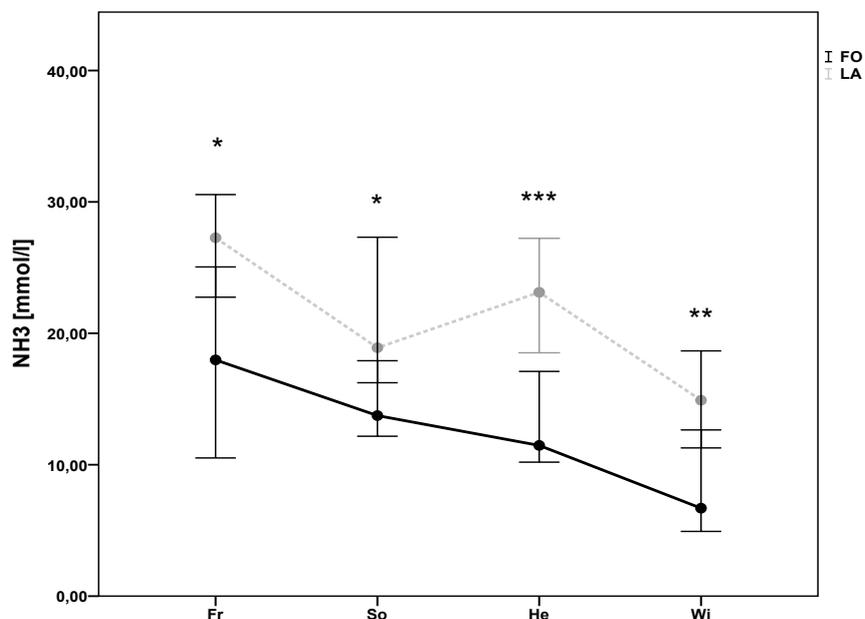


Abbildung 19: Gehalt Ammoniak [mmol/l] im Pansensaft nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 222.

Laktat

Signifikant höhere Gesamtwerte des Laktats (D & L) ($p < 0,001$) lassen sich im Pansensaft der Untersuchungstiere im landwirtschaftlichen Gebiets (FO = 3,76 mmol/l, LA = 4,63 mmol/l) finden (s. Tabelle 29)

Tabelle 29: Gehalt Laktat (D & L) [mmol/l] im Pansensaft nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \bar{x} = Mittelwerte, $\pm SD$ = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p -Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 222.

	Laktat [mmol/l]	
	FO	LA
(n)	86	136
$\bar{x} \pm SD$	5,87 \pm 5,30	7,00 \pm 4,63
\hat{x}	3,76	5,86
p-Wert	0,005	

Die Betrachtung des Laktatgehalts im Jahresverlauf zeigt einen deutlichen Anstieg im Agrarhabitat bis zum Herbst (8,00 mmol/l) (s. Abbildung 20). Die höchsten Laktatwerte im Waldhabitat sind im Frühling (6,68 mmol/l) zu verzeichnen. Prinzipiell liegen die Laktatwerte der Rehe im Agrarhabitat im Sommer (FO = 2,29 mmol/l, LA = 5,48 mmol/l), Herbst (FO = 3,22 mmol/l, LA = 8,00 mmol/l) und Winter (FO = 4,54 mmol/l, LA = 4,96 mmol/l) über den Laktatwerten der Rehe im Waldhabitat. Dabei kann im Sommer ($p = 0,010$) und Herbst ($p < 0,001$) ein signifikanter Unterschied zwischen den Gebieten nachgewiesen werden.

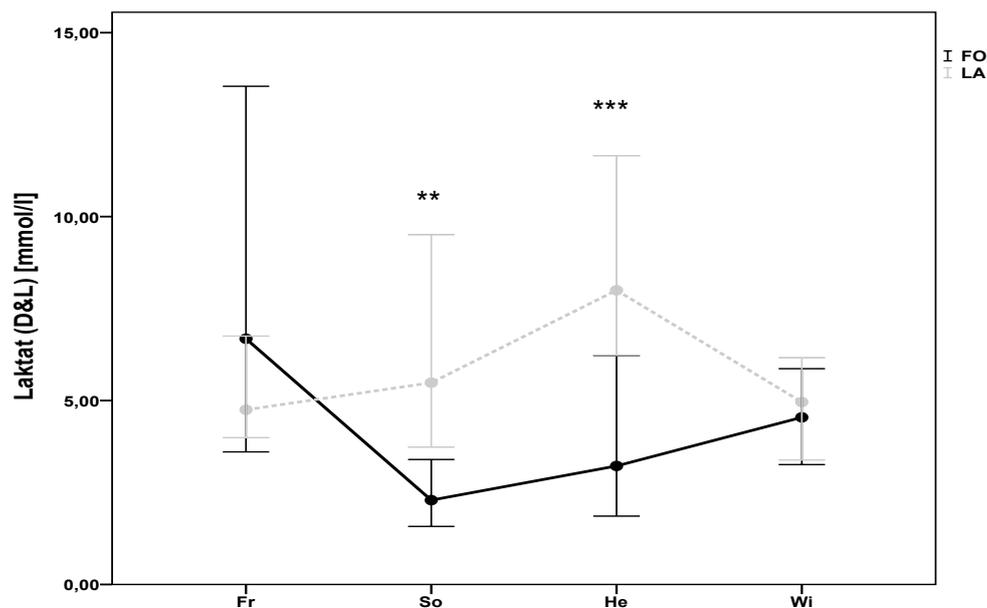


Abbildung 20: Gehalt Laktat (D & L) [mmol/l] des Pansensaft nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 222.

Tabelle 44 beinhaltet die Einzel- und Signifikanzwerte des gemessenen Laktats beider Habitats zu allen Jahreszeiten (s. Anhang).

pH-Wert

Der Pansensaft der im Wald lebenden Tiere zeigt einen höheren Gesamt-pH-Wert mit 6,39 (s. Tabelle 30) als es ihre im landwirtschaftlichen Habitat lebenden Artgenossen. Der Unterschied zu dem Gesamt-pH-Wert der im landwirtschaftlichen Gebiet lebenden Rehe mit 6,15 ist signifikant ($p < 0,001$).

Tabelle 30: pH-Wert des Pansensafts nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, $\bar{x} \pm SD$ = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p -Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 222.

	pH-Wert	
	FO	LA
(n)	86	136
$\bar{x} \pm SD$	6,38 \pm 0,38	6,16 \pm 0,41
\hat{x}	6,39	6,15
p-Wert	< 0,001	

Die genauere Aufschlüsselung nach Jahreszeiten zeigt, dass der Unterschied zwischen den Rehen beider Gebiete hauptsächlich im Herbst (FO = 6,54, LA = 6,24) und Winter (FO = 6,34, LA = 5,85) besteht (s. Abbildung 21). So lässt sich im Herbst ($p = 0,012$) und Winter ($p < 0,001$) ein signifikanter Unterschied im Pansen-pH-Wert der beiden Rehwildpopulationen finden. Zu allen Jahreszeiten lassen sich im Agrarhabitat stets die niedrigeren pH-Werte nachweisen.

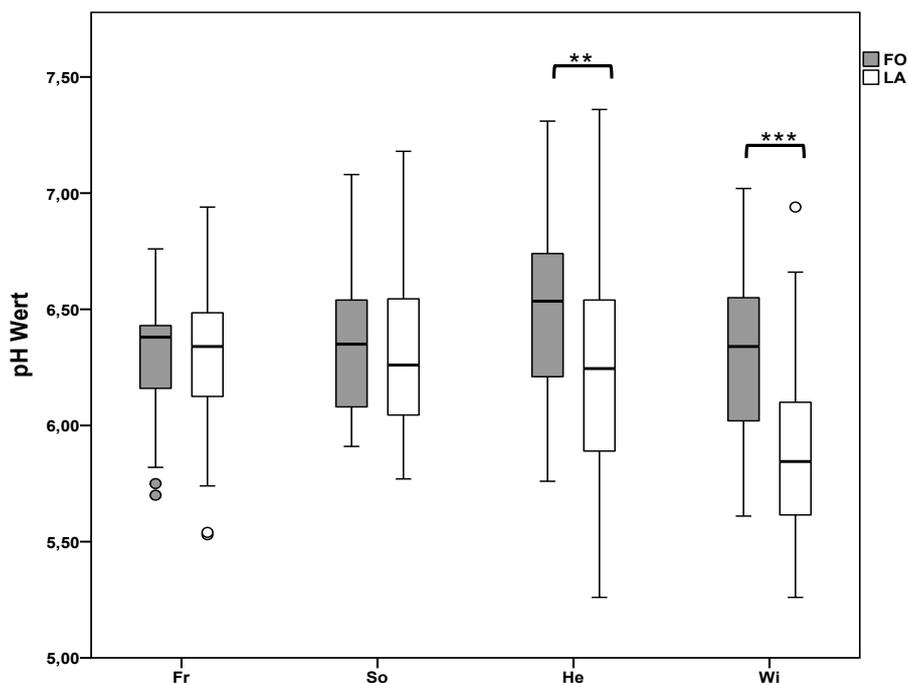


Abbildung 21: pH-Wert des Pansensafts nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Boxplots, Gesamtanzahl = 222.

In diesem Kontext wurde auch geprüft, ob der Gesamtgehalt der flüchtigen Fettsäuren Einfluss auf den Pansen-pH-Wert der Untersuchungstiere hat. Die Analyse zeigt, dass im landwirtschaftlichen Gebiet ein mittlerer gegenläufiger Zusammenhang ($r = -0,43$, $p < 0,001$) zwischen den Parametern FFS und pH-Wert besteht (s. Abbildung 22b). Dieser Zusammenhang ($r = -0,19$, $p = 0,075$) lässt sich im Waldhabitat nicht wiederfinden (s. Abbildung 22a).

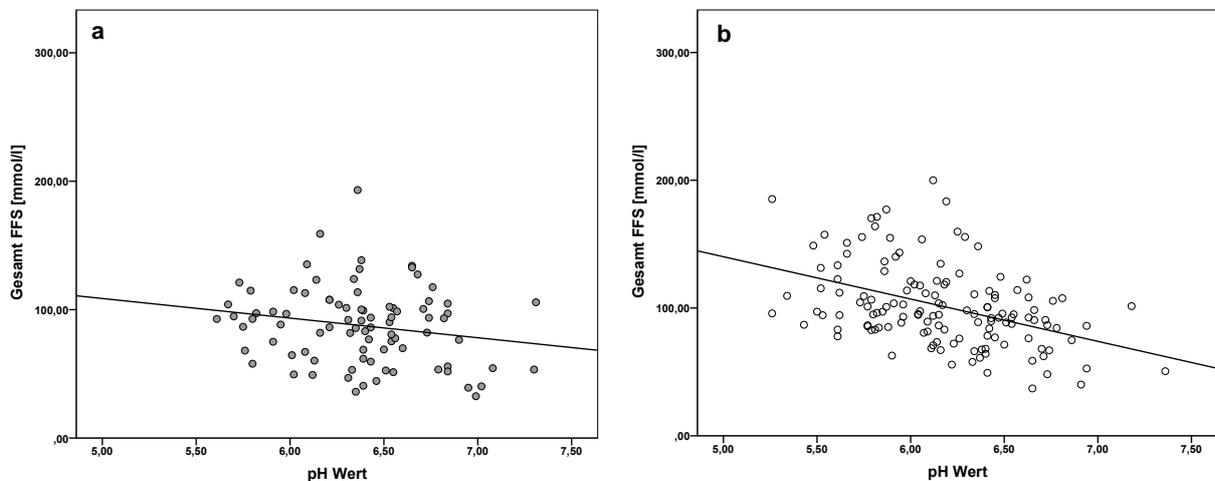


Abbildung 22: Lineare Regression des Gesamtgehaltes an flüchtiger Fettsäuren [mmol/l] in Abhängigkeit des pH-Wertes im Pansensaft; **a** = forstlich geprägtes Habitat, **b** = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, FO: $y = 1,85E2 - 15,28 * x$, LA: $y = 3,06E2 - 33,12 * x$, Gesamtanzahl = 222.

Tabelle 44 fasst aller Gesamtwerte und Einzelwerte des Parameters Pansen-pH-Wert gegliedert nach den Habitattypen und Jahreszeiten zusammen (s. Anhang).

3.3 Physiologie

3.3.1 Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens

Die Mikrobiota im Pansen von 129 Tieren wurde mittels DNA-Extraktion und anschließender q-PCR auf Vielzahl und Artzusammensetzung untersucht. Dabei wurde auf die Unterschiede zwischen den Habitattypen und den Jahreszeiten eingegangen. Für die Analysen wurde die unbehandelte Panseninhaltsrohmasse verwendet.

Die Analyse der Mikrobiota ergibt eine signifikant höhere Dichte ($p = 0,001$) an Mikroorganismen (MO) im Pansen der im Wald lebenden Rehe mit $4,16 \times 10^9$ Anzahl DNA Kopien/g T gegenüber denen der im landwirtschaftlichen Gebiet lebenden Rehe mit $1,12 \times 10^9$ Anzahl DNA Kopien/g T. Die Differenzierung nach Jahreszeiten zeigt signifikante Unterschiede mit deutlich höheren Mikroorganismenzahlen im Pansen der Waldrehe speziell in den Jahreszeiten Herbst ($p = 0,018$) und Winter ($p = 0,008$). Tabelle 31 beinhaltet die Werte des Gesamtaufkommens der nicht logarithmierten Mikroorganismenzahlen nach Anzahl der detektierten DNA Kopien in einem Gramm Trockensubstanz der Panseninhaltsrohmasse.

Tabelle 31: Dichte aller Mikroorganismen [Anzahl DNA Kopien/g T] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

	Gesamt MO's [Anzahl DNA Kopien/g T]	
	FO	LA
Σ (n)	54	75
$\bar{x} \pm$ SD	$3,05 \times 10^{11} \pm 1,21 \times 10^{12}$	$4,11 \times 10^{10} \pm 1,76 \times 10^{11}$
\hat{x}	$4,16 \times 10^9$	$1,12 \times 10^9$
p-Wert	0,001	
Fr (n)	6	20
$\bar{x} \pm$ SD	$1,52 \times 10^9 \pm 1,83 \times 10^9$	$2,92 \times 10^{10} \pm 9,01 \times 10^{10}$
\hat{x}	$1,12 \times 10^9$	$2,03 \times 10^9$
p-Wert	0,790	
So (n)	5	11
$\bar{x} \pm$ SD	$8,96 \times 10^8 \pm 8,35 \times 10^8$	$2,08 \times 10^{10} \pm 5,35 \times 10^{10}$
\hat{x}	$5,42 \times 10^8$	$1,22 \times 10^9$
p-Wert	0,743	
He (n)	23	18
$\bar{x} \pm$ SD	$5,50 \times 10^{11} \pm 1,76 \times 10^{12}$	$8,62 \times 10^{10} \pm 3,35 \times 10^{11}$
\hat{x}	$1,17 \times 10^{10}$	$9,24 \times 10^8$
p-Wert	0,018	
Wi (n)	20	26
$\bar{x} \pm$ SD	$1,90 \times 10^{11} \pm 6,32 \times 10^{11}$	$2,75 \times 10^{10} \pm 8,27 \times 10^{10}$
\hat{x}	$1,27 \times 10^{10}$	$1,57 \times 10^9$
p-Wert	0,008	

Abbildung 23a stellt die Mikroorganismen anaerobe Pilze, Fibrobakter und Ruminokokken dar. Diese Mikroorganismen gehören der Gruppe der Faserwerter an. Deutlich wird in

Abbildung 23b, dass im Pansen der im forstlich geprägten Gebiet lebenden Rehe die Faserverwerter stärker vertreten sind als im Pansen der im landwirtschaftlich geprägten Gebiet vorkommenden Rehe. Bei der Dichte der Fibrobakter besteht ein signifikanter Unterschied ($p = 0,001$) mit deutlich höheren Mikroorganismenzahlen im Pansen der Waldrehe. Eine signifikant höhere Mikroorganismendichte im Pansen der Waldrehe lassen sich auch bei den übrigen Mikroorganismen wiederfinden. So besteht ein signifikanter Unterschied bei den Gesamtbakterien ($p < 0,001$), bei den Archaea ($p = 0,002$) und bei den proteolytischen alpha Bakterien ($p = 0,004$). Allein bei den Protozoen weisen die Agrarrehe eine höhere Dichte dieser Einzeller im Pansen auf (für Werte s. Tabellen 45, 46 und 47 im Anhang).

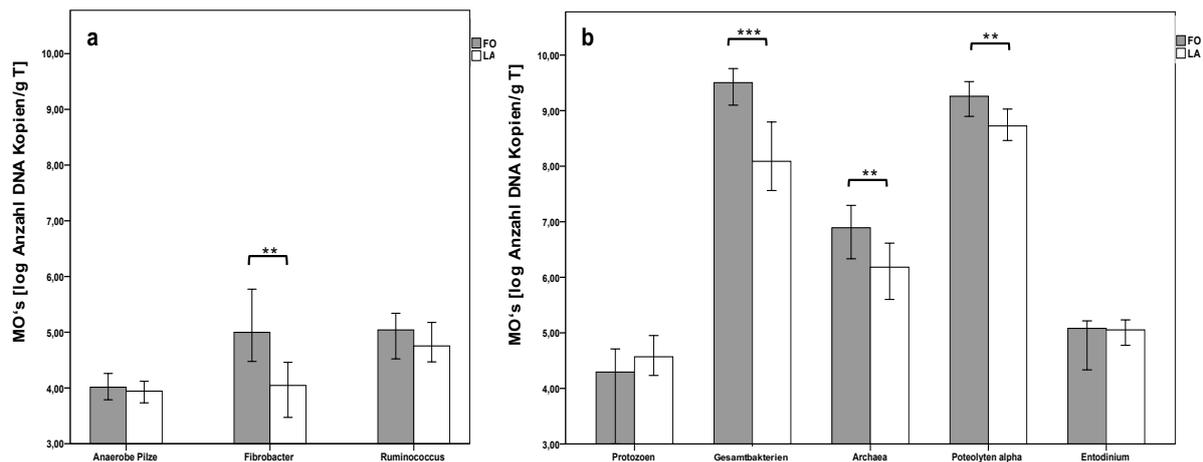


Abbildung 23: **a** = Dichte Faserverwerter [log Anzahl DNA Kopien/g T] nach Habitattyp; **b** = Dichte aller übrigen Mikroorganismen [log DNA Kopien/g T]; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Median mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 129.

Beobachtet man die Dichte der Faserverwerter im Jahresverlauf, so zeigt sich im forstlich geprägten Habitat ein Anstieg der Ruminokokken im Sommer ($1,21 \times 10^5$ Anzahl DNA Kopien/g T) und Winter ($1,94 \times 10^5$ Anzahl DNA Kopien/g T), sowie ein Anstieg der Fibrobakter zum Winter hin. Die anaeroben Pilze erreichen ihr Maximum im Sommer und Herbst und fallen im Winter, genau wie im Frühling, leicht ab. Dieser Verlauf der anaeroben Pilze lässt sich ebenso im Agrarhabitat erkennen (s. Tabelle 32). Die jahreszeitliche Entwicklung der Dichte der Fibrobakter und Ruminokokken zeigt bei den Tieren im landwirtschaftlichen Gebiet ein anderes Bild. Beide faserwertenden Bakterien erreichen hier ihr Maximum im Sommer (Fib: $1,38 \times 10^5$, Rum: $4,90 \times 10^5$ Anzahl DNA Kopien/g T) und fallen im Herbst und Winter ab. Signifikante Unterschiede der Faserverwerter zwischen den Habitaten während der Jahreszeiten lassen sich bei den Fibrobakterien im Herbst ($p < 0,001$) und Winter ($p = 0,025$) mit einer höheren Dichte im Waldhabitat finden. Tabelle 32 zeigt die nicht logarithmierten Werte der Faserverwerter aufgeteilt nach Habitattyp und Jahreszeit auf.

Tabelle 32: Dichte Pilze, Fibrobakter und Ruminokokken [Anzahl DNA Kopien/g T] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

	MO's [Anzahl DNA Kopien/g T]					
	anaerobe Pilze		Fibrobakter		Ruminokokken	
	FO	LA	FO	LA	FO	LA
Fr (n)	6	20	6	20	6	20
\bar{x}	$1,12 \times 10^4$	$6,70 \times 10^9$	$1,21 \times 10^6$	$1,58 \times 10^6$	$6,42 \times 10^5$	$2,64 \times 10^6$
\pm SD	$\pm 1,22 \times 10^4$	$\pm 2,98 \times 10^{10}$	$\pm 2,10 \times 10^6$	$\pm 6,42 \times 10^6$	$\pm 1,12 \times 10^6$	$\pm 1,00 \times 10^7$
\hat{x}	$7,32 \times 10^3$	$6,44 \times 10^3$	$2,67 \times 10^4$	$1,12 \times 10^4$	$3,02 \times 10^4$	$3,70 \times 10^4$
p-Wert		0,882		0,533		0,744
So (n)	5	11	5	11	5	11
\bar{x}	$1,23 \times 10^4$	$2,75 \times 10^9$	$7,43 \times 10^3$	$6,55 \times 10^6$	$1,01 \times 10^5$	$8,14 \times 10^5$
\pm SD	$\pm 19,84 \times 10^3$	$\pm 8,94 \times 10^9$	$\pm 7,02 \times 10^3$	$\pm 1,60 \times 10^7$	$\pm 7,37 \times 10^4$	$\pm 1,42 \times 10^6$
\hat{x}	$1,55 \times 10^4$	$1,70 \times 10^4$	$5,57 \times 10^3$	$1,38 \times 10^5$	$1,21 \times 10^5$	$4,90 \times 10^5$
p-Wert		0,583		0,145		0,180
He (n)	23	18	23	18	23	18
\bar{x}	$3,49 \times 10^{11}$	$8,55 \times 10^5$	$7,18 \times 10^6$	$3,37 \times 10^5$	$14,05 \times 10^6$	$8,61 \times 10^5$
\pm SD	$\pm 1,10 \times 10^{12}$	$\pm 3,59 \times 10^6$	$\pm 1,92 \times 10^7$	$\pm 1,30 \times 10^6$	$\pm 1,06 \times 10^7$	$\pm 2,06 \times 10^6$
\hat{x}	$1,55 \times 10^4$	$8,26 \times 10^3$	$1,15 \times 10^5$	$2,85 \times 10^3$	$5,40 \times 10^4$	$1,06 \times 10^5$
p-Wert		0,206		< 0,001		0,773
Wi (n)	20	26	20	26	20	26
\bar{x}	$9,54 \times 10^{10}$	$4,04 \times 10^9$	$9,13 \times 10^6$	$9,73 \times 10^5$	$1,93 \times 10^6$	$3,00 \times 10^6$
\pm SD	$\pm 3,24 \times 10^{11}$	$\pm 2,06 \times 10^{10}$	$\pm 2,58 \times 10^7$	$\pm 2,53 \times 10^6$	$\pm 4,30 \times 10^6$	$\pm 1,36 \times 10^7$
\hat{x}	$9,67 \times 10^3$	$8,50 \times 10^3$	$1,67 \times 10^9$	$1,67 \times 10^4$	$1,94 \times 10^9$	$3,72 \times 10^4$
p-Wert		0,744		0,025		0,156

Der saisonale Verlauf der Konzentrationen der übrigen Mikroorganismen (Protozoen, proteolytische Alpha-Bakterien, Entodinium, Gesamtbakterien und Archaea) ist in Tabelle 33 und 34 dargestellt. Im Waldhabitat lässt sich bei den Gesamtbakterien, den proteolytischen Bakterien und den Archaea eine identische Entwicklung erkennen. Alle drei Mikroorganismenarten durchlaufen eine fast konstante Zunahme ihrer Dichte von Frühling bis Winter. Im Gegensatz dazu steht Entodinium, welches sein Maximum im Frühling mit $2,98 \times 10^5$ Anzahl DNA Kopien/g T hat und von dort aus zum Winter hin weniger häufig auftritt. Im Agrarhabitat ähnelt sich das jahreszeitliche Auftreten der proteolytischen Bakterien, der Gesamtbakterien, der Archaea und Entodiniums sehr. Alle diese Mikroorganismen zeigen eine dichtemäßige Zunahme im Sommer und Winter, sowie einen Abfall im Frühling und Herbst. Allein die Gesamtbakterien zeigen während aller vier Jahreszeiten einen konstanten Anstieg vom Frühling bis zum Winter. Auch die Protozoen weisen ihr Maximum im Sommer ($3,20 \times 10^5$ Anzahl DNA Kopien/g T) auf, fallen aber zum Winter ($2,55 \times 10^4$ Anzahl DNA Kopien/g T) hin stark ab. Ein signifikanter Unterschied lässt sich zwischen den Habitaten bei den proteolytischen Bakterien in den Jahreszeiten Herbst ($p = 0,016$) und Winter ($p = 0,021$) erkennen. Hinsichtlich der Gesamtbakterien besteht ein signifikanter Unterschied mit deutlich höheren Werten im Pansen der Waldrehe im Winter ($p = 0,007$) und der Archaea im Herbst ($p = 0,003$).

Tabelle 33: Dichte Protozoen, proteolytische Alpha Bakterien und Entodinium spec. [Anzahl DNA Kopien/g T] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

MO's [Anzahl DNA Kopien/g T]						
	Protozoen		Proteolytische Alpha		Entodinium	
	FO	LA	FO	LA	FO	LA
Fr (n)	6	20	6	20	6	20
\bar{x}	$1,21 \times 10^5$	$1,56 \times 10^6$	$5,76 \times 10^8$	$1,84 \times 10^{10}$	$2,50 \times 10^5$	$1,93 \times 10^6$
\pm SD	$\pm 1,43 \times 10^5$	$\pm 6,68 \times 10^6$	$\pm 4,83 \times 10^8$	$\pm 5,51 \times 10^{10}$	$\pm 2,47 \times 10^5$	$\pm 7,56 \times 10^6$
\hat{x}	$6,57 \times 10^4$	$8,80 \times 10^3$	$5,48 \times 10^8$	$1,42 \times 10^8$	$2,00 \times 10^5$	$1,74 \times 10^5$
p-Wert	0,533		0,929		0,836	
So (n)	5	11	5	11	5	11
\bar{x}	$2,04 \times 10^5$	$6,06 \times 10^5$	$4,55 \times 10^8$	$5,16 \times 10^9$	$3,67 \times 10^5$	$4,16 \times 10^5$
\pm SD	$\pm 4,52 \times 10^5$	$\pm 1,03 \times 10^6$	$\pm 3,43 \times 10^8$	$\pm 1,36 \times 10^{10}$	$\pm 3,40 \times 10^5$	$\pm 3,45 \times 10^5$
\hat{x}	0,00	$3,20 \times 10^5$	$2,96 \times 10^8$	$1,15 \times 10^9$	$2,98 \times 10^5$	$3,81 \times 10^5$
p-Wert	0,180		0,441		0,827	
He (n)	23	18	23	18	23	18
\bar{x}	$4,26 \times 10^{10}$	$7,14 \times 10^7$	$1,06 \times 10^{11}$	$5,01 \times 10^{10}$	$1,49 \times 10^5$	$1,09 \times 10^6$
\pm SD	$\pm 2,04 \times 10^{11}$	$\pm 2,83 \times 10^8$	$\pm 3,29 \times 10^{11}$	$\pm 2,05 \times 10^{11}$	$\pm 1,73 \times 10^5$	$\pm 4,37 \times 10^6$
\hat{x}	$2,61 \times 10^4$	$7,20 \times 10^4$	$3,29 \times 10^9$	$3,57 \times 10^8$	$1,15 \times 10^5$	$3,42 \times 10^3$
p-Wert	0,281		0,016		0,070	
Wi (n)	20	26	20	26	20	26
\bar{x}	$1,28 \times 10^9$	$3,00 \times 10^6$	$5,10 \times 10^{10}$	$5,04 \times 10^9$	$1,44 \times 10^5$	$1,18 \times 10^5$
\pm SD	$\pm 5,73 \times 10^9$	$\pm 1,17 \times 10^7$	$\pm 1,90 \times 10^{11}$	$\pm 1,08 \times 10^{10}$	$\pm 1,79 \times 10^5$	$\pm 1,52 \times 10^5$
\hat{x}	$2,40 \times 10^4$	$2,55 \times 10^4$	$2,54 \times 10^9$	$7,43 \times 10^8$	$6,59 \times 10^4$	$6,16 \times 10^4$
p-Wert	0,946		0,021		0,364	

Tabelle 34: Dichte Gesamtbakterien und Archaea [Anzahl DNA Kopien/g T] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

MO's [Anzahl DNA Kopien/g T]				
	Gesamtbakterien		Archaea	
	FO	LA	FO	LA
Fr (n)	6	20	6	20
\bar{x}	$9,34 \times 10^8$	$4,10 \times 10^9$	$1,87 \times 10^6$	$5,86 \times 10^6$
\pm SD	$\pm 1,62 \times 10^9$	$\pm 8,11 \times 10^9$	$\pm 2,65 \times 10^6$	$\pm 1,58 \times 10^7$
\hat{x}	$1,24 \times 10^8$	$3,57 \times 10^7$	$9,50 \times 10^5$	$2,30 \times 10^5$
p-Wert	0,494		0,421	
So (n)	5	11	5	11
\bar{x}	$4,32 \times 10^8$	$1,29 \times 10^{10}$	$7,69 \times 10^6$	$2,36 \times 10^7$
\pm SD	$\pm 5,24 \times 10^8$	$\pm 3,97 \times 10^{10}$	$\pm 9,10 \times 10^6$	$\pm 3,56 \times 10^7$
\hat{x}	$2,30 \times 10^8$	$6,85 \times 10^7$	$2,15 \times 10^6$	$8,83 \times 10^6$
p-Wert	0,913		0,510	
He (n)	23	18	23	18
\bar{x}	$6,01 \times 10^{10}$	$3,60 \times 10^{10}$	$4,96 \times 10^7$	$1,06 \times 10^7$
\pm SD	$\pm 2,15 \times 10^{11}$	$\pm 1,30 \times 10^{11}$	$\pm 1,26 \times 10^8$	$\pm 3,16 \times 10^7$
\hat{x}	$4,65 \times 10^9$	$2,31 \times 10^8$	$1,49 \times 10^7$	$4,59 \times 10^5$
p-Wert	0,058		0,003	
Wi (n)	20	26	20	26
\bar{x}	$4,19 \times 10^{10}$	$1,83 \times 10^{10}$	$5,38 \times 10^7$	$4,24 \times 10^7$
\pm SD	$\pm 1,24 \times 10^{11}$	$\pm 6,06 \times 10^{10}$	$\pm 9,97 \times 10^7$	$\pm 1,16 \times 10^8$
\hat{x}	$5,13 \times 10^{10}$	$6,63 \times 10^8$	$1,47 \times 10^7$	$3,02 \times 10^6$
p-Wert	0,007		0,126	

3.3.2 Kondition der Tiere

Die Kondition der Tiere wurde anhand des Körpergewichts der aufgebrochenen Tiere und des Nierenfettindex bestimmt. In die Analysen wurden 245 Tiere einbezogen. Die Gewichtsdaten sind ohne Kitze dargestellt, da Kitze durch ihre Gewichtsentwicklung oft stark vom Normgewicht abweichen.

Körpergewicht

Hinsichtlich des mittleren Gesamtkörpergewichts der adulten Rehe wird zwischen Agrar- und Waldhabitat kein signifikanter Unterschied sichtbar (s. Tabelle 35). Das mittlere Körpergewicht der Rehe im forstlich geprägten Gebiet (15,0 kg) ist nahe zu identisch mit dem mittleren Körpergewicht (15,5 kg) der im landwirtschaftlich geprägten Gebiet lebenden Tiere.

Tabelle 35: Körpergewicht [kg] ohne Kitze nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \bar{x} = Mittelwerte, $\pm SD$ = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 173.

	Körpergewicht [kg]	
	FO	LA
(n)	76	97
$\bar{x} \pm SD$	14,8 \pm 2,2	15,4 \pm 1,8
\hat{x}	15,0	15,5
p-Wert	0,066	

Im saisonalen Verlauf (s. Abbildung 24) zeigen sich die höchsten Gewichte der Agrarrehe mit jeweils 15,5 kg im Frühling und Herbst (s. Tabelle 48 im Anhang). Die Gewichtswerte der Agrarrehe fallen im Sommer auf 14,6 kg und im Winter auf 15,0 kg ab. Dieser ähnliche Verlauf zeichnet sich auch im forstlich geprägten Gebiet ab. Hier liegt jedoch der höchste Wert im Winter mit 16,0 kg und der zweithöchste Wert im Herbst mit 15,2 kg. Das Gewichtsminimum mit 14,1 kg lässt sich im Sommer bei der Population der Waldrehe finden. Zu keiner der Jahreszeiten zeigt sich ein signifikanter Unterschied zwischen den Körpergewichten beider Rehpopulationen.

Tabelle 48 zeigt eine detaillierte Auflistung der erhobenen Gewichtswerte nach Habitattyp und Jahreszeit. Signifikante Unterschiede sind mit aufgeführt (s. Anhang).

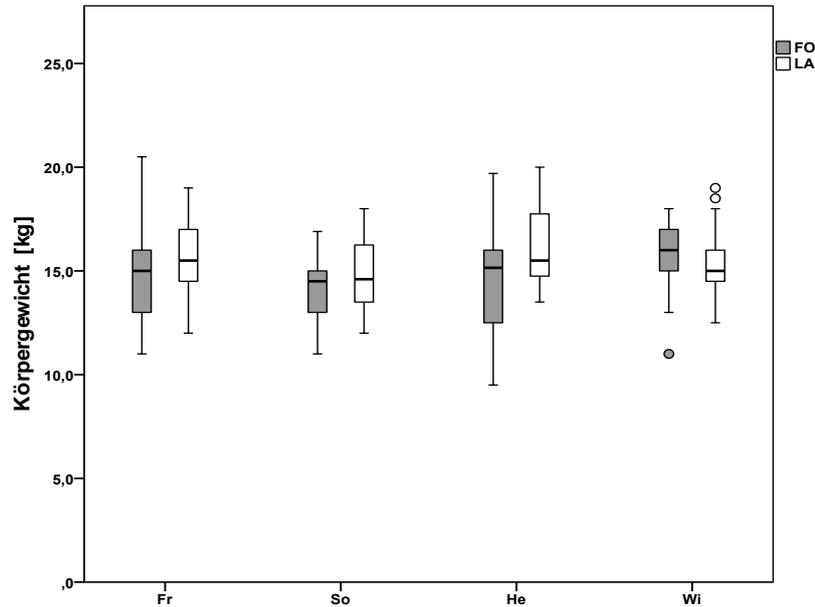


Abbildung 24: Körpergewicht [kg, aufgebrochen] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Boxplots, Gesamtanzahl = 173 (ohne Kitze).

Nierenfettindex

Die Berechnung des Nierenfettindex führt auf, dass sich die Werte bei Agrar- und Waldrehen stark ähneln. So besteht bei den mittleren Gesamtwerten des NFIs (FO = 31,8 % LA = 21,5 %) wie auch bei der Differenzierung nach Jahreszeiten kein signifikanter Unterschied (s. Tabelle 36) zwischen den beiden Rehpopulationen.

Tabelle 36: Nierenfettindex [%] ohne Kitze nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 164.

	NFI [%]	
	FO	LA
(n)	69	95
$\bar{x} \pm$ SD	52,0 \pm 57,6	53,4 \pm 65,7
\hat{x}	31,8	21,5
p-Wert	0,584	

Speziell während des Frühlings (FO = 11,0 %, LA = 11,1 %) und Sommers (FO = 7,3 %, LA = 9,3 %) sind die Werte der beiden Populationen sehr ähnlich (s. Abbildung 25). Im Herbst steigen die Nierenfettwerte in beiden Populationen stark an mit 75,2 % im Wald- und 102,6 % im Agrarhabitat. Im Winter steigt der Wert bei den Rehen im forstlich geprägten Habitat weiter auf 79,4 %, im Agrarhabitat hingegen sinkt der Wert auf 80,7 %. Es bestehen keine signifikanten Unterschiede zwischen den Habitaten.

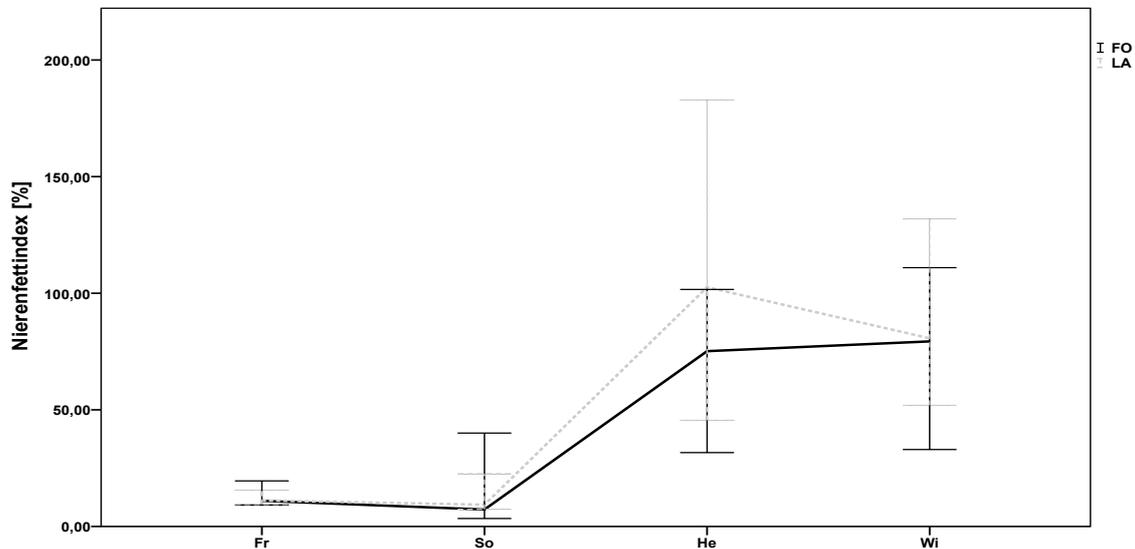


Abbildung 25: Nierenfettindex [%] nach Habitattyp und Jahreszeit ohne Kitze; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 164.

Die detaillierten Nierenfettindex- und Signifikanzwerte sind in Tabelle 48 zusammengetragen. Dabei wird nach Habitattyp und Jahreszeit unterschieden (s. Anhang).

3.3.3 Stresssignale im Kot

Anzeichen für Langzeitstress von 129 Rehen wurde über die Messung der Glukokortikoidmetabolite im Kot ermitteln.

Glukokortikoidmetabolitenkonzentration

Tabelle 37 zeigt die im Kot der Tiere enthaltene Gesamtkonzentration der Glukokortikoidmetaboliten (GCM) nach Habitattyp auf. Es besteht kein signifikanter Unterschied zwischen den GCM-Konzentrationen beider Rehpopulationen in den Habitaten. Der Zentralwert des Waldhabitats liegt bei 124 ng/g und des Agrarhabitats bei 158 ng/g.

Tabelle 37: Konzentration Glukokortikoidmetaboliten [ng/g] nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

	GCM [ng/g]	
	FO	LA
(n)	68	61
$\bar{x} \pm$ SD	165 \pm 107	194 \pm 141
\hat{x}	124	158
p-Wert	0,284	

Die Aufteilung nach Jahreszeiten, wie aus Abbildung 26 ersichtlich, lässt einen signifikanten Unterschied ($p = 0,049$) allein im Herbst zwischen den Habitaten mit höheren GCM-Werten im Agrarhabitat (FO: 105 ng/g, LA: 150 ng/g) erkennen. Prinzipiell ähneln sich die GCM-Werte und ihr jahreszeitlicher Verlauf im Agrar- und Waldhabitat. Die höchsten GCM-Werte sind im Sommer vorzufinden (FO: 254 ng/g, LA: 191 ng/g). Die niedrigsten Werte weisen beide Habitats im Winter (FO: 117 ng/g, LA: 113 ng/g) und Herbst (FO: 105 ng/g, LA: 150 ng/g) auf. Tabelle 49 zeigt alle GCM- und Signifikanzwerte für beide Habitattypen gegliedert nach Jahreszeit auf (s. Anhang).

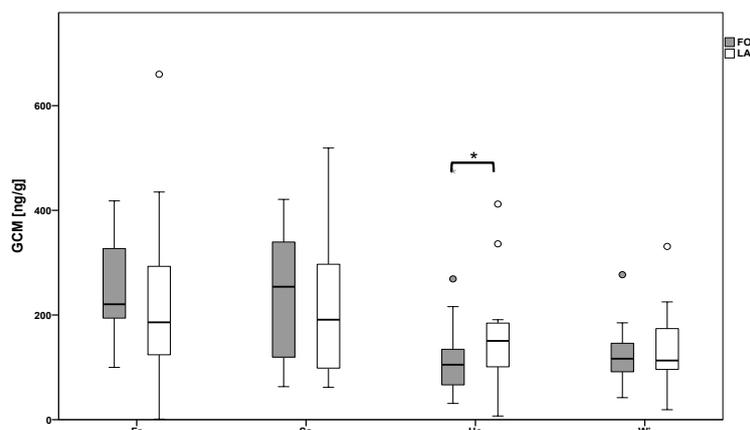


Abbildung 26: Konzentration Glukokortikoidmetaboliten [ng/g] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Boxplots, Gesamtanzahl = 129.

3.3.4 Multifaktorielle Einflüsse auf die Physiologie

Da auf die ernährungsphysiologischen Parameter Körpergewicht, Nierenfettindex (Kondition) und Anzeichen für Langzeitstress oft eine Vielzahl von biotischen und abiotischen Faktoren und nicht nur allein die Nahrungsaufnahme/-verfügbarkeit einwirken, wurde mittels einer Varianzanalyse die möglichen multifaktoriellen Einflüsse überprüft. Bei der Berechnung der multivariaten Varianzanalyse mit den vier unabhängigen Faktoren Habitat, Jahreszeit, Alter und Geschlecht wurde der Einfluss auf die abhängigen Parameter Glukokortikoidmetabolitenkonzentration des Kots (Langzeitstresssignale), Körpergewicht und Kondition der Tiere untersucht.

Die Ergebnisse der Berechnung unter Berücksichtigung des gesamten Datensatzes zeigen signifikante Effekte der Jahreszeit ($F = 6,88$; $p < 0,001$) und des Geschlechts ($F = 7,04$; $p < 0,009$) auf die Glukokortikoidmetabolitenkonzentration im Kot der Tiere an. Die Art des Habitats hat keinen Einfluss auf die GCM-Konzentration der Tiere, was sich bereits im Punkt 3.3.3 wiederfinden lässt. Der anschließende Posthoc-Test für den gesamten Datensatz ergibt einen signifikant stärkeren Einfluss der Jahreszeit Frühling gegenüber dem Herbst ($p = 0,029$) und Winter ($p = 0,050$). Auch die Kondition der Tiere wird signifikant durch die Parameter Jahreszeit ($F = 9,38$; $p < 0,001$), Alter ($F = 10,89$; $p < 0,001$) und Geschlecht ($F = 12,08$; $p < 0,001$) beeinflusst. Hinsichtlich des Körpergewichts ergeben sich ähnlich starke Einflüsse der Parameter Geschlecht ($F = 4,45$; $p < 0,037$), Jahreszeit ($F = 7,56$; $p < 0,001$) und Alter ($F = 70,14$; $p < 0,001$).

Die Effektplots veranschaulichen die Stärke des Einflusses verschiedener unabhängiger Parameter auf die Glukokortikoidmetabolitenkonzentration. Abbildung 27a zeigt den deutlichen Einfluss der wärmeren Jahreszeit auf die Stresssignale. Abbildung 27b stellt den Einfluss des Geschlechts auf die GCM-Konzentration dar und macht deutlich, dass das männliche Geschlecht einen deutlich stärkeren Einfluss auf die Konzentration der Glukokortikoidmetaboliten im Kot der Tiere hat als das weibliche.

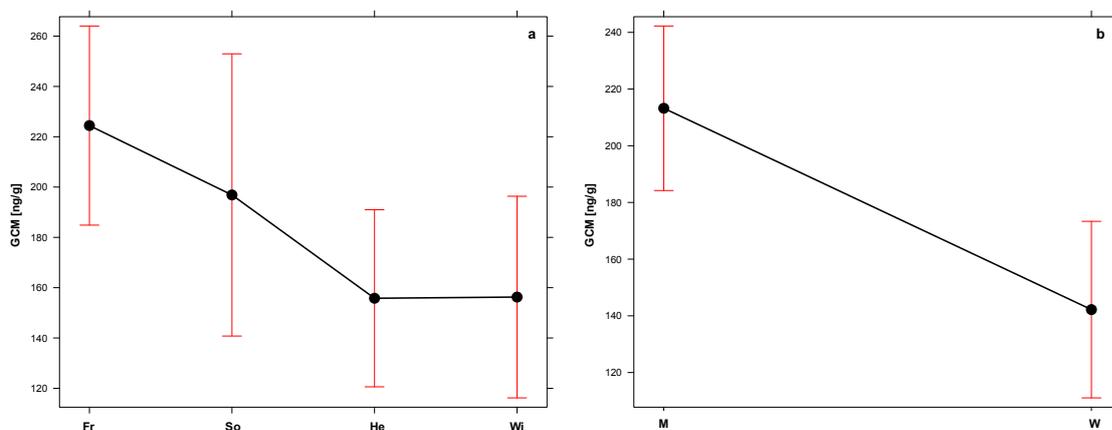


Abbildung 27: **a** = Einfluss Jahreszeit auf Konzentration Glukokortikoidmetaboliten; Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Effektplot; **b** = Einfluss Geschlecht auf Konzentration Glukokortikoidmetaboliten; Effektplot, W = weiblich, M = männlich, Gesamtanzahl = 129.

4. Diskussion

Hauptziel dieser Studie ist, die Zusammensetzung, die Qualität und den umsetzbaren Energiegehalt der Nahrung von Rehen in Abhängigkeit vom Habitattyp und der Jahreszeit zu analysieren und zu vergleichen. Große Beachtung fand dabei die regelmäßige Beprobung auch außerhalb der Jagdzeit (Schonzeit = 16 Jan.- 30 April). Gerade in diesem Zeitraum spielt die Art der Nahrung und ihre Qualität eine entscheidende Rolle für das Überleben der Wildtiere. Auch weisen frühere Studien speziell zu dieser Zeit Datenlücken auf. Um die Qualität der Nahrung und ihre Auswirkungen auf das Rehwild in beiden Habitaten besser beurteilen zu können, wurden ernährungsphysiologische Parameter wie die Kondition und Anzeichen für Langzeitstress der Tiere, aber auch die Mikrobiotazusammensetzung im Pansen in die Nahrungsanalysen mit eingebunden.

4.1 Untersuchungsgebiet

Im Verlauf dieser Studie wurden aus einem Waldhabitat und einem Agrarhabitat über einen Zeitraum von drei Jahre zu allen Monaten Rehe beprobt. Insgesamt wurden von 245 Rehen Proben genommen. Zentral war dabei eine statistisch tragbare Probenanzahl zu erreichen. Aufgrund der unterschiedlichen vegetativen Beschaffenheit beider Gebiete war dies durch die offenen Strukturen im Agrarhabitat mit 139 Probestieren leichter als im Waldhabitat mit 106 erlegten Rehen. Bei der Auswahl der Gebiete war besonders entscheidend, dass die Tiere in keinem der beiden Gebiete gefüttert wurden, da die natürlich aufgenommene Nahrung untersucht werden sollte. Jedoch konnte durch die individuellen Homerange (Aktionsräume) der Rehe, von ca. 10-45 ha (Stubbe 1997, Cederlund 1983, Gentsch 2014) und die begrenzte Fläche der Untersuchungsgebiete nicht völlig ausgeschlossen werden, dass durch angrenzende Nachbarschaftsreviere mit bestehenden Fütterungen auch anthropogene Nahrung hin und wieder für die Studientiere verfügbar war. Somit mussten letztendlich dreiundzwanzig Pansenproben von der Auswertung ausgeschlossen, da sie überwiegend Kirr- bzw. Futtermaterial beinhalteten.

Die Auswahl der Untersuchungsflächen war an die Erfüllung weiterer Kriterien gebunden. Beide Gebiete mussten einen hohen Waldanteil bzw. einen hohen Anteil landwirtschaftlicher Flächen vorweisen, um repräsentativ für das jeweilige Rehwildhabitat mit seiner Beschaffenheit und seinem Vorkommen in Bayern zu sein. Wichtig war dabei ein ausreichendes Rehwildvorkommen auf der gesamten Untersuchungsfläche. Den Beweis für ein ausreichendes Vorkommen dieser Tierart lieferten die langjährig erfüllten Abschusspläne und Jagdstrecken beider Jagdgebiete. Da weitere Einflussfaktoren auf die Nahrungsselektion der Untersuchungstiere ausgeschlossen werden sollten, war es bei der Auswahl der Flächen ebenso

von Bedeutung, dass neben der Wildtierart Rehwild keine weiteren Schalenwildarten dort angesiedelt waren. Dadurch konnten eine starke Nahrungskonkurrenz und damit der Einfluss durch anderer Tierarten ausgeschlossen werden. Um auch den Einfluss abiotischer Faktoren wie z.B. des Klimas (Härte des Winters/Schneelage) zu minimieren, bestand eine weitere Anforderung bei der Auswahl der Studiengebiete darin, vergleichbare Regionen mit vergleichbarem Klima und Fläche zu finden. Nicht außer Acht gelassen wurde zudem bei der Auswahl der Studiengebiete eine gute Erreichbarkeit und Unterstützung vor Ort. Dieses Kriterium gewährleitete eine lückenlose und reibungslose Probengenerierung während des gesamten Untersuchungszeitraumes.

Um auch physiologische Parameter wie Anzeichen für Langzeitstress untersuchen zu können, sollten sich die beiden Untersuchungsgebiete in ihrer Struktur, Fragmentierung und Frequentierung voneinander unterscheiden, um einen möglichen Einfluss des Habitats und seiner physiologischen Faktoren auf das Rehwild untersuchen zu können. Das landwirtschaftliche Gebiet ist geprägt von Landwirtschaft. Es ist fragmentiert durch Bundesstraßen, sowie stark frequentiert durch die ganzjährige Bewirtschaftung durch Landwirte und Grundeigentümer. Das forstlich geprägte Gebiet ist von einer großen zusammenhängenden Waldfläche geprägt, die auch als Naherholungsgebiet dient und abschnittsweise in mehrjährigem Turnus forstlich genutzt wird.

4.2 Probengenerierung

Die Beprobung (Abschuss) war während des gesamten Jahresverlaufs trotz aller Bemühungen nicht immer gleichmäßig realisierbar. Die Sichtbarkeit der Rehe im Jahresverlauf und der damit eng verknüpfte Jagderfolg zeigten starke Parallelen zum Aktivitätszyklus des Rehwildes nach Ellenberg (1978). So gibt es im Aktivitätszyklus des Rehwildes ein Aktivitätsminimum in den Sommermonaten Juni bis August. Zu dieser Jahreszeit gelang es lediglich vier bis sechs, statt der angestrebten acht Untersuchungstiere pro Habitat und Monat zu erlegen. Zusätzlich erschwert wurde die Beprobung in den Sommermonaten durch die Schonzeit des weiblichen Rehwildes bzw. der Muttertiere. Gleichzeitig ist ein Datenüberschuss in den Aktivitätshochphasen des Rehwildes und den für die Jagd gut geeigneten Jahreszeiten Herbst und Winter erkennbar.

Vergleichbare Studien über Rehwild, wie die von Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977b), Brüggemann et al. (1967), Schmidl (1996), Djordjevic et al. (2006), Reimoser (2006) und Popovic et al. (2009), arbeiteten mit einem Viertel, einem Drittel oder höchstens mit der Hälfte unserer erreichten Probenzahlen. Im Vergleich zu früheren Studien ist somit die Aussagekraft der vorliegenden Studie wesentlich höher einzuschätzen, da durch die höhere Zahl der Proben viele Aussagen statistisch zuverlässiger abgesichert werden konnten.

4.3 Angewendete Analyseverfahren

Vor Beginn der hier durchgeführten Studie wurden im Rahmen von Bachelorarbeiten (Schneider 2012, Schmid 2013) Pilotstudien zur Probennahme, -aufbereitung und -analyse durchgeführt. Dadurch konnten bei der Durchführung der Hauptstudie Fehler bei der Probengenerierung vermieden werden. Diese Vorgehensweise gewährleistete eine einheitliche Behandlung aller Proben und stellte sicher, dass Abweichungen bzw. Unterschiede in den Ergebnissen nicht einer unsachgemäßen Behandlung, sondern biotischen und abiotischen Umweltfaktoren zuzuschreiben sind. Alle Laboranalysen wurden entsprechend dem internationalen wissenschaftlichen Standard mit Doppel- oder Vierfachbestimmungen und Referenzproben durchgeführt.

Abbildung 28 zeigt das schematische Vorgehen der Probengewinnung und des Analyseverfahrens in seiner Gesamtheit zur besseren Veranschaulichung. Die Einhaltung der Reihenfolge und des standardisierten Vorgehens bei der Probenentnahme sind entscheidend für die Gewinnung reproduzierbarer Ergebnisse und der Minimierung von Fehlerquellen.

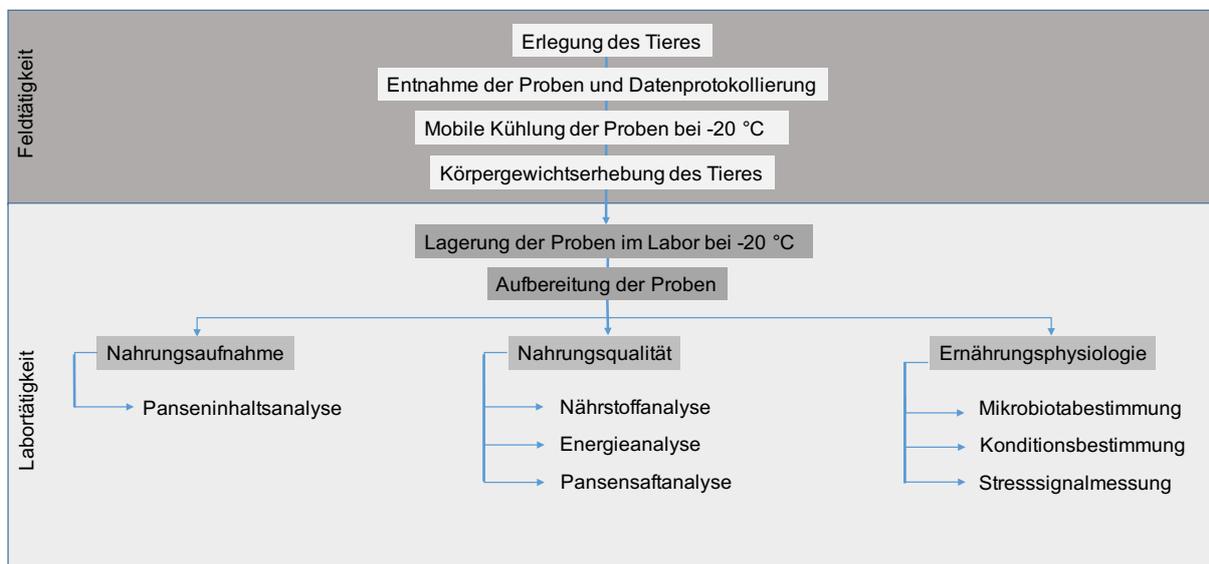


Abbildung 28: Vollständiges Probengewinnungs- und Bearbeitungsschema der hier durchgeführten Studie.

Analyse der Panseninhaltsbestandteile

In der vorliegenden Studie wurden die Nahrungsquellen eines forstlich geprägten Habitats denen eines landwirtschaftlich geprägten Habitats gegenübergestellt. Die makroskopische Panseninhaltsanalyse dient als wichtige Informationsquelle für die Beurteilung der Ergebnisse der chemischen Panseninhaltsanalyse. Die chemischen Analysen liefern zwar die Nährstoffwerte der aufgenommenen Nahrung und spiegeln die Qualität der Nahrung wider, erklärt wird aber erst durch die makroskopische Panseninhaltsanalyse, wie diese Werte bzw. aufgrund welcher Pflanzen- oder Nahrungskomponenten diese Werte zustande kommen. Die makroskopische Panseninhaltsanalyse ist somit ein Werkzeug, um ernährungsbedingte Unterschiede zwischen Rehpopulationen zu beleuchten (Anthony & Smith 1974, Mcinnis et al. 1983, Cornelis et al. 1999, Osborn et al. 1997, Tixier & Duncan 1996). Die Methode der Panseninhaltsanalyse wird seit vielen Jahrzehnten und von vielen Autoren (s. 4.4) zur Analyse des Nahrungsspektrums von Wildwiederkäuern genutzt und hat sich bewährt. Nichtsdestotrotz weist diese Methode Fehler auf. Durch die Verwendung von Sieben zur Sortierung der Panseninhaltsbestandteile besteht die Gefahr, dass kleinere Nahrungsfragmente (< 1,00 mm) verloren gehen. Diese können jedoch einen Großteil (bis ca. 50 %) der Nahrung ausmachen (Gaare et al. 1977). Auch liegt ein weiteres Problem in der unterschiedlich schnellen Verdauungsrate der Nahrungsbestandteile. Hölzerne Pflanzenbestandteile werden langsamer als Faserarme verdaut (Hungate 1966). Beide Faktoren führen zu einer Überschätzung der schwerverdaulichen Pflanzenteile bei der Panseninhaltsanalyse (PIA) (Bergerud & Russell 1964, Gaare et al. 1977). Cornelis et al. (1999) weist auf weitere Nachteile der Panseninhaltsanalyse hin. Für diese Art der Untersuchung des Nahrungsspektrums muss das Tier stets getötet werden, wodurch sich die Probennahme hauptsächlich auf die Jagdzeit beschränkt. Dieses Problem konnte in dieser Studie behoben werden durch die Beantragung von Schonzeitaufhebungen. Allerdings ist der genaue Ort der Nahrungsaufnahme bei dieser Art der Nahrungsanalyse nicht bekannt und die Bestimmung der Nahrungspartikel gestaltet sich oft sehr schwierig. Jedoch ermöglicht diese Form der Untersuchung (PIA) die quantitative und qualitative Nahrungsbestimmung von Wildtieren und bildet damit die realistische Nahrungsaufnahme des Tieres im jeweiligen Habitat ab (Cornelis et al. 1999). Gerade gegen andere Nahrungsaufnahmeanalysen wie der Kotanalyse, der Probenentnahme durch Fistulation, der Nahrungsaufnahmebeobachtung oder Fütterungsexperimente hat sich die Panseninhaltsanalyse als die beste und bewährteste Methode herausgestellt (Smith & Shandruk 1979, Cornelis et al. 1999). Besonders durch die Kombination der Aufnahmefrequenz eines Nahrungsbestandteiles mit der prozentualen Aufnahmemenge/Volumen können gezielte Aussagen über die Nahrungspräferenz des Tieres getroffen werden (Cederlund et al. 1980).

Analyse der Nährstoffe

Zur qualitativen Einordnung des Rohmaterials in dem Panseninhalt wurde das Weender- und Detergenzienverfahren angewendet. Beide Verfahren gelten in der Tierernährung als Standardverfahren zur Ermittlung der chemischen Zusammensetzung der aufgenommenen Nahrung bzw. der Pflanzen oder der Futtermittel (Esser 1954, Schmidl 1996, Djordjevic et al. 2006, Kirchgeßner et al. 2008). Das Weender-Verfahren liefert eine Aussage über die Zusammensetzung der einzelnen Nährstoffe der Nahrung (Rohfasern, Rohprotein, Rohfett, Rohasche und Stickstofffreie Extraktstoffe). Das Detergenzienverfahren gibt die Fraktionierung der Faserkomponenten (Hemizellulose, Zellulose und Lignin) wieder. Beide Methoden wurden bereits in früheren Studien zur Qualität der Rehnahrung erfolgreich angewendet (Esser 1954, Brüggemann et al. 1967, Drescher-Kaden & Seifelnasr 1976, Enzinger 1989, Schmidl 1996, Reimoser 2006, Djordjevic et al. 2006, Popovic et al. 2009) und bieten gute Möglichkeiten zum Abgleich mit den hier erlangten Studienergebnissen. Jedoch stellen die Vegetationsperioden und das Habitat nicht zu vernachlässigende Einflussfaktoren auf die Ergebnisse dieser Analyseverfahren dar. Die chemische Zusammensetzung der Nahrung schwankt stark in Abhängigkeit von den Jahreszeiten und vom Standort (Schmidl 1996). So ist eine Vielzahl physiologischer Prozesse, welche durch Umweltfaktoren gesteuert werden, das Endresultat der chemischen Zusammensetzung der Pflanzen (Esser 1954) und somit auch der Nahrung unserer Wildtiere. Speziell Wärme und Wasserversorgung, aber auch Düngung und die Häufigkeit der Mahd haben einen entscheidenden Einfluss auf den Gehalt der Rohnährstoffe der Pflanzen (Zweifel-Schielly 2005).

Analyse der umsetzbaren Energie

Zur Energieberechnung der Nahrung wurden in dieser Studie die Werte der Rohnährstoffe sowie des Gasbildungswerts des Hohenheimer Futterwerttests herangezogen. Dabei wurde bei dem Gasbildungsverfahren die natürlich aufgenommene Nahrung aus dem Pansen der Rehe verwendet. Die Entscheidung, für die Berechnung der umsetzbaren Energie der Rehnahrung nicht allein den Gehalt der Rohnährstoffe zu verwenden, sondern mittels des In-vitro-Verfahrens einen weiteren Wert in die Regressionsgleichung mit einzubeziehen, basierte auf der Überzeugung, durch Verwendung bzw. Kombination dieses Verfahrens noch genauere Ergebnisse erzielen zu können als bislang üblich.

Frühere Studien (Drozd & Osiecki 1973, Drozd 1979, Papageorgiou et al. 1981, Baumgärtel 2012) schätzen allein mit den Inhaltsmengen der Rohnährstoffe der Nahrungspflanzen oder Futtermitteln (Wildsilage oder Alleinfuttermittel) die umsetzbare Energie der Nahrung von Rehwild. Dissen & Hartfiel (1985) nahmen sich des Problems der rehwildspezifischen Verdauung an. Sie ermittelten Verdauungsquotienten (VQ) für Rehe für zwei verschiedene Futterkomponenten (Alleinfutter, Wildsilage) und für drei Jahreszeiten. Die Herleitung der

Energiewerte mittels der Regressionsgleichung unter der Verwendung der Rohnährstoffwerte mit den dazugehörigen Verdauungsquotienten für Wildsilage/Alleinfutter und/oder den Verdauungsquotienten für Rehwildalleinfuttermittel führen jedoch zu deutlich höheren umsetzbaren Energiewerten als das hier angewendete Verfahren. Zudem zu einer starken Nivellierung der Werte.

Somit zeigt sich, dass die Verwendung des Hohenheimer Futterwerttests feinere Unterschiede zwischen den Jahreszeiten und Habitaten messen kann, als es die verschiedenen Verfahren von Dissen & Hartfiel (1985) können. Grund dafür könnte sein, dass die Methode von Dissen & Hartfiel mit Gehegerehen und vorbereiteten Futtermischungen durchgeführt worden ist. Das Hohenheimer Futterwertverfahren, unter Analyse der natürlich aufgenommenen Nahrung statt eines Futtermittels, eignet sich deutlich besser für die Energiemessung der Nahrung wildlebender Rehe, deren Nahrungsspektrum einem laufenden saisonalen Wechsel und zahlreichen biotischen/abiotischen Einflüssen unterliegt.

Vergleich HFT-Verfahren Hammel- und Rehpannsensaft

Als Hauptanalysemethode für den gesamten Studienverlauf wurde das Hammelpansensaft-Verfahren angewendet, da dieses Verfahren praxisnah ist und konstant umsetzbar war. Die regelmäßige Beschaffung von frischem, sauberem und warmem Rehpannsensaft zweier Individuen zur gleichen Zeit in ausreichender Menge und ohne Kontamination von Luftsauerstoff ist nur schwer zu bewerkstelligen. Hierbei scheiterte auch der Versuchsansatz im Frühling. Es konnte nur der Pansensaft eines Rehs gewonnen werden. Das Verfahren mit Hammelpansensaft gewährleistet eine gleichbleibende, ganzjährig verfügbare Qualität des Pansensafts durch konstante Umgebungsbedingungen der Spendertiere. Damit konnte ein hohes Maß an Standardisierung und Vergleichbarkeit geschaffen werden. Da zudem das alleinige Ziel der Studie die Vergleichbarkeit der Werte zwischen den beiden Habitaten ist, kann der geringe Messunterschied zwischen Reh- und Hammelpansensaft vernachlässigt werden.

Um etwaige Unterschiede in der Verwendung von Hammelpansensaft gegenüber dem natürlichen Rehpannsensaft zu ermitteln und dem Einwand zuvorzukommen, dass die In-vitro-Messung mit Hammelpansensaft nicht der tatsächlichen Gasbildung des Rehpannsensafts entspricht, wurden 36 Proben zusätzlich zu dem standardisierten Verfahren mit Rehpannsensaft aus den Monaten Dezember und Mai analysiert. Dieser Versuch zeigte stets parallelverlaufende Messwerte der beiden Verfahren mit geringfügigen Unterschieden zwischen den einzelnen Gasbildungswerten, jedoch mit einer identischen Größenrelation und jahreszeitlichen Schwankungen. Nur in zwei (Jan/Mai) von sechs Probenmonaten zeigten sich signifikante Unterschiede zwischen den beiden Verfahren. Im Monat Mai lieferte der Hammelpansensaft höhere Gasbildungswerte, im Monat Januar der Rehpannsensaft.

Tendenziell sind aber leicht höhere Werte mit dem Hammelpansensaft Verfahren ermittelt worden. Dies basiert auf der Tatsache, dass Schafe den Raufutterfressern angehören. Laut Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977a), Dissen (1983), Enzinger (1986) und Enzinger & Hartfiel (1998) weisen Raufutterfresser und Intermediärtypen gegenüber den Selektierern, wie dem Reh, grundsätzlich eine höhere Anzahl an Mikroorganismen im Pansen und somit höhere Fermentationsraten auf.

Diese Unterschiede konnten auch Rehbindler & Ciszuk (1985) bei ihrer In-vitro-Studie mit Heu und dem Vergleich von Reh- und Schafpansensaft darstellen. Sie wiesen darauf hin, dass der Pansensaft der Schafe wesentlich kompetitiver ist. Ihre Spenderschafe erhielten Mischfutter, wodurch deren Pansenfauna und -flora besser entwickelt und angepasster war. Besonders gegenüber den Rehspendertieren, welche wesentlich energieärmere und nur natürliche Nahrung zu sich nahmen. Dies konnte in der hier durchgeführten Studie bestätigt werden.

Umso mehr überraschen die signifikant höheren Werte im Januar, welche mit dem Rehpannsensaft erreicht wurden. Eine Antwort liefern Studien zur Anpassung des Rehs an seine Umgebung und Nahrung. Cederlund & Nyström (1981) führten hierzu In-vitro-Verdauungsversuche mit Elch- und Rehpannsensaft durch. Sie kamen zu dem Ergebnis, dass es bei Elchen keine Unterschiede bei der Verdauung zwischen Sommer und Winterpannsensaft gibt. Der Rehpannsensaft zeigte jedoch eine deutlich bessere Verdauung im Winter. Cederlund & Nyström (1981) interpretierten das als jahreszeitliche Anpassung des Rehwildes. Zur gleichen Aussage kam Holand (1993) nach Verdaulichkeitsanalysen mit Rehpannsensaft von Winter- und Sommertieren. Holand (1993) führte die bessere Verdauung im Winter auf eine höhere zellulolytische Aktivität im Pansen der Rehe zurück. Dieses Phänomen ist auch bei den Waldrehen erkennbar. Hier steigt die Anzahl der zellulolytischen Bakterien im Winter an.

Chen (2006) untersuchte die saisonale Anpassung des Pansensafts von Rehwild und Wapitis. Das Ergebnis der Studie zeigte deutliche jahreszeitliche Schwankungen. Allerdings nahm hier die Fähigkeit einer gesteigerten Verdauungsleistung bei beiden Tierarten im Frühling zu und im Winter leicht ab. Dieser jahreszeitliche Verlauf ist auch bei unseren Versuchsdurchführungen bei beiden Tierarten erkennbar. Dies widerspricht aber nicht den signifikant höheren Gasbildungswerten, die mit Rehpannsensaft gegenüber dem Hammelpansensaft festgestellt wurden. In Anbetracht dieser Ergebnisse und der Annahmen der Studien von Cederlund & Nyström (1981) und Holand (1993) ist eine jahreszeitliche Anpassung des Rehpannsensafts durch seine Mikrobiota an die saisonale Nahrung im Winter sehr wahrscheinlich.

Analyse der Mikrobiota

Die Mikrobiota der Tiere beider Habitattypen (Wald & Agrar) wurde mit molekularbiologischen Methoden qualitativ und quantitativ analysiert, um ernährungsphysiologische Veränderungen des Pansens aufgrund unterschiedlicher Nahrungsquellen abzuleiten. Es gibt derzeit keine weiteren Studien, die mit Hilfe von molekularbiologischen Methoden die Mikrobiota des Rehwildes untersucht haben. Frühere Studien wie die von Brüggemann et al. (1967), Prins & Geelen (1971), Treichler (1972), Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977a), Enzinger & Hartfiel (1998), Imai et al. (1981), Kamler (1999), Kamler et al. (2002) und Kamler & Kamlerova (2003) untersuchten die Pansenflora und -fauna oft mittels Gramfärbung und/oder mikroskopisch. Somit konnte in dieser Studie auf keine molekulargenetische Erfahrung früherer Studien zurückgegriffen werden. Um trotzdem erste molekulargenetische Ergebnisse der Rehwildmikrobiota zu erlangen, wurden Primer verwendet, die bislang für genetische Analysen der Hauswiederkäuer verwendet worden waren, unter anderem auch ein Amylolyten-Primer. Dieser erwies sich aber als unbrauchbar beim Rehwild und wurde von den Auswertungen ausgeschlossen. Der Sequenzierung ging eine dringend notwendige DNA-Extrahierungsetablierung voraus. Es ist bereits bekannt, dass Fettsäuren, Lipide, Salze und andere Verdauungsstoffe im Pansen molekularbiologische Verfahren inhibieren können (Bustin 2009). Speziell das Reh ist für seine oft taninhaltige Nahrungsaufnahme bekannt (Klansek 2004). Daher war es entscheidend, eine Extraktionsmethode zu finden, die inhibitorische Faktoren minimiert und zugleich den DNA-Gehalt maximiert. Unter drei verwendeten DNA-Isolierungskits lieferte das Powersoil DNA Isolation Kit (MO BIO) beim Rehwild die besten Ergebnisse. Hier waren Reinheit der DNA und Reproduzierbarkeit der Sequenzierungsvorgänge am besten. Zusammenfassend lässt sich sagen, dass trotz der bisher geringen wissenschaftlichen Expertise die Extraktion und Analyse des ruminalen Materials von Rehen erfolgreich durchgeführt werden konnte. Die Ergebnisse weisen plausible Werte und Zusammenhänge auf. Nichtsdestotrotz würde eine weiterführende Studie mit eigens für das Rehwild entworfenen Primer sicher noch genauere und aufschlussreichere Daten liefern. In Anbetracht dessen, dass es derzeit auch keine weitere Studie gibt, die die Mikrobiotazusammensetzung und -quantität zweier Rehpopulationen miteinander vergleicht, wären weitere molekularbiologische Schritte zur Analyse der Mikrobiota des Rehwildes von großem Interesse.

Analyse der Kondition

Das Körpergewicht von Tieren kann als Indikator für deren Kondition genommen werden. Ein direkter Gewichtsvergleich mit anderen Studien gestaltet sich jedoch meist schwierig. Das Hauptproblem besteht darin, dass es kein standardisiertes allgemein zulässiges Verfahren der Körpergewichtsermittlung zur Konditionsbestimmung gibt. Häufig werden die Gewichte der Tiere mit unterschiedlichen Methoden erfasst (Lebendgewicht, aufgebrochen mit oder ohne Kopf/Trophäe) oder es werden keine genauen Angaben zu den Erhebungsmethoden

angegeben (Enghofer 1990). Auch spielen viele biotische und abiotische Faktoren eine entscheidende Rolle bei der Körpergewichtsentwicklung der Tiere, die stark von einander abweichen können. Ellenberg (1978) nennt die Biotopqualität und die Wildtierdichte als wichtige gewichtsbestimmende Faktoren. Klein (1972), Anderson (2000) und Toïgo et al. (2006) stimmen dem zu. Daraus lässt sich schließen, dass Gewichtsvergleiche zwischen verschiedenen Literaturstudien nicht zielführend sind. Der Vergleich von zwei Rehwildpopulationen innerhalb einer Studie ist allerdings sinnvoll, soweit die Probenerhebungen zum gleichen Zeitpunkt geschehen und gewisse Habitatparameter wie etwa die Nahrungsqualität und die Nahrungsverfügbarkeit bekannt sind. Diese Bedingungen und Voraussetzungen wurden in vorliegender Studie geschaffen.

Neben dem Körpergewicht der aufgebrochenen Rehe wurde zur Beurteilung der Kondition der Untersuchungstiere der Nierenfettindex nach Riney (1955) herangezogen. Der Nierenfettindex dient als Indikator für die körperliche Verfassung und Widerstandsfähigkeit der Tiere. Er sollte aber nie alleine betrachtet werden (Holand 1994). Erst eine Kombination von mehreren Methoden, z.B. die Einbeziehung des Körpergewichtes, liefern eindeutige Aussagen. In dieser Studie wurden deshalb die beiden Parameter Nierenfettindex und Gewicht berücksichtigt. Auch muss gesagt werden, dass die Nahrungsverfügbarkeit und -qualität nicht allein die körperliche Kondition bestimmen (Warren & Kirkpation 1982, Santos et al. 2013). Die Konstitution, das Alter, das Geschlecht (Maltiello et al. 2005), die Jahreszeit (Deipenbrock 1985) sowie die Populationsdichte sind ebenso bedeutend für die Kondition eines Tieres (Ellenberg 1978, Wotschikowsky & Schwab 1994, Andersen & Linell 2000).

Analyse der Stresssignale

Die Methode der Stresshormonmetabolitenbestimmung via Kot hat viele Vorteile gegenüber der Analyse aus Plasmaproben (Touma & Palme 2005). Kot kann unter einfachen Umständen gesammelt werden und es bedarf dabei keiner Manipulation am Tier. Diese Art der Stressmessung ist eine völlig rückkopplungsfreie Untersuchungsmethode. Zudem ermöglicht die Verwendung von Kotproben auch die Mehrfach-Beprobung einzelner Tiere ohne Störungen des endokrinen Status. Die manipulationsfreie, mehrfache Beprobung eines einzelnen Tieres war in dieser Untersuchung nicht möglich, da abgesehen vom Kot noch andere Proben von den Tieren gewonnen werden mussten. Die Erlegung der Tiere war somit unumgänglich. Die gewonnenen Proben sind aber ebenfalls rückkopplungsfrei. Denn die Stressreaktion, die bei der Erlegung der Tiere womöglich entsteht, kann über die Hormonpassage nicht mehr in den Kot der Tiere gelangen, da die Weiterleitungsdauer ca. 10-14 Stunden beträgt. Die Direktentnahme des Kots für die Glukokortikoidmetaboliten (GCM)-Bestimmung unmittelbar nach der Erlegung der Tiere besitzt noch weitere Vorteile. Die Proben

sind frisch und der genaue Zeitpunkt der Entnahme und Kühlstellung sind bekannt. Äußere Einflüsse wie Temperatur, Feuchtigkeit und das Wetter können den GCM-Gehalt der Probe somit nicht mehr beeinflussen (Washburn & Millspaugh 2002, Keay et al. 2006). Des Weiteren ist eine exakte Zuordnung der Probe zum Tier möglich. Dies erlaubt nicht nur eine Geschlechts- und Altersbestimmung, sondern zusätzlich auch eine Gewichts- und Konditionsbestimmung der Tiere und somit eine exaktere Interpretation der Ergebnisse. Die Gefahr der Mehrfach-Sammlung des Kots einzelner Tiere und der Überrepräsentation eines Tieres wird mittels Direktentnahmen vermieden. Touma & Palme (2005) halten die Kotprobenanalyse für die beste Methode zur Bestimmung von Langzeit GCM-Niveaus und chronischem Stress bei Tieren. Kotproben geben die hormonelle Produktion im Tierkörper über mehrere Stunden wieder und können daher den hormonellen Status eines Tieres genauer darstellen als einzelne Plasmaproben. Zusammenfassend kann man sagen, dass die GCM-Bestimmung mittels Kot eine geeignete Analysenmethode für die Untersuchung von Rehpopulationen aus unterschiedlichen Habitaten, verschiedenen Alters und Geschlechts ist. Die Ergebnisse dieser Studie bestätigen dies und decken sich mit den Basalwerten bereits vorhandener Studien zum Rehwild (Dehnhard & Clauss 2001, Weilnböck 2013).

4.4 Nahrungsaufnahme

In zahlreichen Studien wurde das Nahrungsspektrum der Rehe in Europa untersucht (Esser 1954, Bubenik & Lochman 1956, Möhring 1963, Klötzli 1965, Koch 1967, Kurt 1970, Ueckermann 1971, Klein 1972, Treichler 1972, Ramin 1975, Raesfeld et al. 1978, Cederlund et al. 1980, Jackson 1980, Dittrich & Groppe 1980, Kioroglanidis 1981, Papageorgiou et al. 1981, Kaluzinski 1982, Meyer 1988, Albers 1990, Veith 1992, Fielitz & Albers 1996, Schmidl 1996, Latham et al. 1999, Reimoser 2006, Storm et al. 2008, Barancekova et al. 2010, Argunow & Stepanova 2011, Barta 2012, Abbas et al. 2013, Redjadj et al. 2014). Einige Studien konnten beim Rehwild jahreszeitliche oder geschlechtsspezifische Unterschiede in der Nahrungswahl erkennen. Die meisten dieser Studien kamen aber zu dem Schluss, dass für die Nahrungsselektion der Tiere besonders das jeweilige Habitat und die dortige Nahrungsverfügbarkeit ausschlaggebend sind.

4.4.1 Panseninhaltsmenge

Bei der Betrachtung der Panseninhaltsmengen in dieser Studie zeigen sich bei den Waldrehen mit Werten von 1260 g gegenüber den Agrarrehen mit 1075 g deutlich höhere Inhaltsgewichte. Die Panseninhaltsmenge bei Wildwiederkäuern wird dabei durch die Nahrungsverfügbarkeit, den Bedarf des Tieres sowie durch die Intensität der Nahrungsaufnahme bestimmt (Klötzli 1965). Diese Faktoren werden ergänzend durch die Sukzession der Vegetation in den Jahreszeiten beeinflusst. So fressen Wildtiere in Zeiten reichen Nahrungsvorkommens in der Regel mehr und in Zeiten geringeren Nahrungsvorkommens weniger. Einige Autoren wie Dissen & Hartfiel (1985) oder Klötzli (1965) belegen weiter, dass die Nahrungsaufnahme beim Rehwild selbst bei ad libitum Nahrungsverfügbarkeit im Winter abnimmt. Dieser Sachverhalt war in der hier durchgeführten Studie nur bedingt der Fall. Der Einfluss der Jahreszeiten bzw. der Nahrungsverfügbarkeit zeigte einen deutlich geringeren Einfluss auf die Panseninhaltsmenge als bei vergleichbaren Studien (Kamler & Kamlerova 2003, Argunow & Stepamova 2011, Drozd & Osiecki 1973). So hatten die Waldrehe ihr Panseninhaltsmaximum im Herbst mit 1380 g und ihr Minimum mit 1155 g im Frühling. Die Agrarrehe hingegen hatten ihr Maximum im Sommer mit 1265 g und ihr Minimum im Winter mit 990 g. In den Studien von Kamler & Kamlerova (2003), Argunow & Stepamova (2011) sowie Drozd & Osiecki (1973) konnte, ähnlich wie im Agrarhabitat, eine Abnahme der Panseninhaltsmenge bzw. der Nahrungsaufnahme im Winter nachgewiesen werden. Argunow & Stepamova (2011) zeigten, dass die durchschnittliche Panseninhaltsmenge bei Rehen in den Monaten Mai und August (Frühling/Sommer) bei 2900 g und in den Monaten Oktober bis Februar (Herbst/Winter) bei nur 2700 g lag. Bei Kamler & Kamlerova (2003) fiel die durchschnittliche Panseninhaltsmenge von 1450 g in der Vegetationsperiode zum Winter hin auf 1100 g ab. Alle Autoren folgerten daraus einen starken Einfluss der Jahreszeiten bzw. der Nahrungsverfügbarkeit auf die Panseninhaltsmenge.

Der Vergleich der Panseninhaltsmengen mit der umsetzbaren Nahrungsenergie der Panseninhalte lässt eine weitere Erkenntnis zu. So steigt die Panseninhaltsmenge bei Abnahme der Nahrungsenergie an. Dieser Verlauf lässt sich in beiden Habitaten erkennen. Zudem hat auch die Jahreszeit bzw. die Nahrungsverfügbarkeit einen Einfluss auf die Panseninhaltsmenge, da gerade zur vegetationsarmen Zeit auch die Panseninhaltsmengen bei beiden Rehpopulationen leicht abnehmen. Allerdings liegt zu allen vier Jahreszeiten das Panseninhaltsgewicht der Waldrehe ganz signifikant über den Inhaltsgewichten der Agrarrehe. Eine mögliche Erklärung, weshalb die Rehe im Waldhabitat stetig mehr Nahrung zu sich nehmen als ihre Artgenossen im Agrargebiet, könnte eine gezielte Anpassung an das Habitat mit der geringeren Nahrungsqualität/-energie sein. Die Steigerung der Nahrungsaufnahmemenge der Waldrehe könnte daher eine gezielte Anpassung sein, um den geringeren Energiegehalt in der Nahrung zu kompensieren.

4.4.2 Panseninhaltsbestandteile

Pauschal betrachtet, zeigen die Panseninhaltsergebnisse bei beiden Rehpopulationen eine starke Nahrungspräferenz der Weichäsung. Diese Ergebnisse decken sich mit den Studien von Klötzli (1965), Gebczynska (1980), Veith (1992), Latham et al. (1999), Mussa et al. (2003) sowie Storm et al. (2008) und bestätigen die Selektionseigenschaften des Rehwildes bei der Nahrungswahl. Bei der Unterscheidung der Nahrungsgewohnheiten der Rehe nach den Habitattypen Wald und Agrar, wird deutlich, dass die Nahrungspräferenzen der beiden Populationen stark von der Habitatstruktur dominiert sind (Trixi & Duncan 1996). Im Waldhabitat wurden neben Kräutern hauptsächlich Stauden und Nadelbäume geäst. Diese Beobachtung wird in anderen Studien (Jackson 1980, Cederlund et al. 1980, Barta 2012) bestätigt, sofern die Rehe überwiegend in walddominierten Habitaten leben. Im landwirtschaftlich geprägten Habitat wurde neben den Kräutern am intensivsten Baum- und Feldfrüchte geäst. Koch (1967) fand im Pansen seiner Agrarrehe einen Anteil von 85 % landwirtschaftlicher Nutzpflanzen. Auch Kaluzinski (1982) fand im Durchschnitt einen Anteil von 88 % an Kulturpflanzen im Pansen. Groppe et al. (1981) zeigten, dass die Feldäsung beim Rehwild extrem beliebt ist. Er konnte zum Teil einen Feldäsungsanteil von bis zu 100 % im Pansen von Rehen, die in einem von Landwirtschaft dominierten Habitat lebten, nachweisen. Diese Studien sowie die vorliegenden Ergebnisse verdeutlichen die Anpassung der Nahrungspräferenz des Rehwildes an sein jeweiliges Habitat (Cornelis et al. 1999).

Da Rehwild von Hofmann (1982) als Konzentratselektierer klassifiziert wurde, wird Gras nach dem allgemeinen Verständnis häufig nicht als geeignete Nahrungsquelle für diese Tierart angesehen. Bemerkenswert ist daher, dass ein deutlicher Grasanteil (bis zu 13,7 %) in der Nahrung der Agrarrehe dieser Studie vorhanden war. Dies ist eindeutig auf die vegetative

Beschaffenheit des Agrarhabitats, mit vielen offenen Flächen, Wiesen und Weiden, zurückzuführen. Abbas et al. (2013) Ergebnisse bestätigen den starken Einfluss der Grasaufnahme, bedingt durch die Habitatstruktur. So zeigen seine Ergebnisse, dass Rehwild, welches in landwirtschaftlichen Habitaten lebt, mehr Gras aufnimmt, als das Rehwild der Waldhabitate. Die Aussage, dass Rehwild kein Gras zu sich nimmt und es auch nicht verdauen kann (Hofmann et al. 1976), bestätigt sich in dieser Studie nicht und wurde auch durch zahlreiche andere Studien widerlegt (Ramin 1975, Dissen & Hartfiel 1985, Argunow & Stepamova 2011). Laut Abbas et al. (2013) ist die vermehrte Grasaufnahme von Feldrehen auf die starke Düngung der Wiesen und Weiden zurückzuführen. Dies führt beim Gras zu einem höheren Zell-Stickstoffgehalt und einem geringeren Fasergehalt. Kioroglanidis (1981) fand bei 100 % seiner Untersuchungstiere Gräser im Pansen. Die vorliegenden Ergebnisse und die Ergebnisse zahlreicher anderer Studien zeigen, dass Gräser ein eindeutiger Bestandteil der Rehnahrung und kein zufälliges Beiwerk während der Nahrungsaufnahme sind.

Die Jahreszeit hat eine große Bedeutung auf die Nahrungswahl und die Nahrungszusammensetzung der Rehe. So wurde im Waldhabitat die Zähäsung besonders im Winter und Frühling, die Weichäsung hingegen im Sommer bevorzugt. Eine saisonale Nahrungswahl wurde auch von De Jong et al. (1995) beobachtet. Helle (1980), Latham et al. (1999) und Kamler et al. (2011) bemerkten ebenfalls die jahreszeitliche Nahrungsverfügbarkeit als dominantes Kriterium bei der Nahrungswahl von Rehen in Finnland und Schottland. Die Rehe scheinen holzige Pflanzen, speziell Nadelbäume im Winter und vorwiegend Kräuter während des Sommers zu sich zu nehmen (Kamler et al. 2011). Dieses ausgeprägte Verhalten bei der Nahrungswahl zeigen besonders die Waldrehe der vorliegenden Studie. Dieses Verhalten könnte stark von der Verfügbarkeit gewisser Nahrungsquellen gesteuert sein und unterstützt die "optimal foraging" Theorie von Pyke et al. 1977. Diese Kosten-Nutzen-Theorie stützt die Annahme, dass Wildwiederkäuer weniger selektiv äsen und größere Mengen faserhaltiger Nahrung zu sich nehmen, vor allem dann, wenn das Nahrungsvorkommen und die Nahrungsqualität (z.B. im Winter) am geringsten sind. Barancekova et al. (2010) zeigten in ihrer Studie einen Zusammenhang zwischen dem Anstieg des Nadelbaumanteils in der Nahrung der Rehe im Winter bei gleichzeitiger Abnahme der Qualität und Verfügbarkeit der sommerlichen Nahrungsquellen wie z.B. Kräuter. Die Reduzierung der Nahrungsqualität im forstlich geprägten Habitat im Winter ist durch die Energie- und Qualitätsanalyse bestätigt (s. Tabelle 20). Diese Ergebnisse bestätigen auch Jackson (1980), Storm et al. (2008) und Redjadj et al. (2014). Zudem belegt dies, dass in Waldhabitaten die krautigen Stauden wie etwa Brombeeren extrem wichtige Nahrungsquellen während der Winterzeit darstellen.

Im landwirtschaftlichen Gebiet stellt sich eine andere Nahrungsquelle im Winter als bedeutsam heraus. Hier nehmen die Rehe neben Stauden hauptsächlich Baumfrüchte zu sich. Dies fand auch Barancekova (2004, S. 290), die in ihrer Studie schreibt: „Auch, wenn die Feldrehe viel Brombeere im Winter äsen, so zeichnet sich eine starke Präferenz von Baumfrüchten mit Eicheln als die dominanteste Komponente ab“. Duncan et al. (1998) und Abbas et al. (2011) liefern ebenso Beweise dafür, dass Eicheln während des Herbstes und Winters die häufigste Nahrungsquelle für Rehpopulationen darstellen, welche in offenen und landwirtschaftlichen Habitaten leben. Die Ergebnisse von Duncan et al. (1998) und Abbas et al. (2011) stimmen mit den Ergebnissen dieser Studie darin überein, dass unter gewissen Bedingungen wie in Mastjahren (Lechner-Doll et al. 2001) und/oder in bestimmten Habitaten sich Rehe im Herbst und Winter zu so genannten „granivorous feeder“ Körner/Getreidefressern entwickeln können (Wallach et al. 2009). So zeigen unsere Agrarrehe im Herbst eine sehr hohe Aufnahme von Feldfrüchten. Dies belegen auch die Ergebnisse von Knorr & Briedermann (1976), Kaluzinski (1982), Putman (1986), Abbas et al. (2011) und Minder (2012). Hingegen scheinen die Waldrehe besonders im Herbst ihre Nahrung mit Pilzen und andern Kryptogamen zu ergänzen. Die Tatsache der intensiven Aufnahme von Feldfrüchten der Agrarrehe im Herbst und Sommer sowie die zusätzliche Aufnahme der Waldrehe von Pilzen im Herbst, bestätigt von Henry (1978), Cederlund et al. (1980) und Cibien et al. (1995), sind ein weiterer Nachweis dafür, wie sehr das Nahrungsverhalten der Rehe von der jahreszeitlichen Nahrungsverfügbarkeit und der Habitatstruktur gesteuert wird (Cornelis et al. 1999).

Während der beginnenden Vegetationszeit im Frühling zeigen die hier vorgelegten Ergebnisse, dass Kräuter eine dominante Rolle bei der Ernährung des Rehwildes spielen. Dies ist insbesondere auf den hohen Gehalt der Nährstoffe der Kräuter zu dieser Zeit zurückzuführen. In dieser Jahreszeit wurde auch eine gesteigerte Grasaufnahme bei den Agrarrehen beobachtet. Laut Ramin (1975) und Cornelis et al. (1999) spielt Gras speziell im Frühling eine große Rolle bei der Ernährung der Rehe. Dies ist zu erklären mit der leichteren Verdaulichkeit der organischen Substanz und dem höheren Nährstoffgehalt des Grases zu dieser Jahreszeit. Erst in der zweiten Jahreshälfte steigt der Anteil der schwerverdaulichen Fasern im Gras so stark an, dass das Rehwild dann andere Nahrungsquellen bevorzugt (Dannel et al. 1994).

4.4.3 Diversität und Ausgewogenheit der Panseninhaltsbestandteile

Bei Betrachtung der Diversität und Ausgewogenheit der Nahrungszusammensetzung der Panseninhalte wird deutlich, dass der Umfang der Diversität und die Ausgewogenheit sowie deren saisonaler Verlauf im Waldhabitat stets höher liegen als im landwirtschaftlichen Habitat.

Darum könnte das Nahrungsangebot im landwirtschaftlich geprägten Habitat mit der Zeit dazu führen, dass Rehe sich vermehrt auf energiereiche Pflanzen konzentrieren und weniger vielseitig äsen. So stellte Koch (1967) fest, dass Wildtiere in landwirtschaftlichen Gebieten kein ausgeprägtes Bedürfnis zu sehr vielseitiger, artenreicher Nahrung haben. Vielmehr nimmt speziell das Rehwild eine relative einförmige Auswahl des örtlichen Angebotes wahr. Das entspräche der Annahme von Devictor et al. (2008), dass das Rehwild als Generalist sich schnell an die von Menschen geschaffene Monokultur der Agrarlandschaft anpasst. Nach Barta (2012) spiegelt die Nahrungszusammensetzung von Waldrehen nicht die volle Diversität des Habitats wider. Dies kann im Rahmen dieser Studie nur für das Agrarhabitat verneint werden. Im direkten Vergleich mit dem Agrarhabitat bietet das Waldhabitat den Rehen ein vielfältigeres Nahrungsspektrum. Diese Ereignisse werden durch unsere Mikrobiotaanalysen gestützt, die aufzeigen, dass die Diversität der Pansenflora und -fauna der Waldrehe, wegen eines vielfältigeren Nahrungsspektrums, größer ist. Dass nicht das gesamte Pflanzenspektrum eines Habitats genutzt wird, ist wohl auf die individuellen Nahrungspräferenzen des Rehwildes (Duncan et al. 1998, Lechner-Doll et al. 2001) zurückzuführen, welches als Selektierer oft eine Vielzahl von nahrhaften Pflanzen verschmäht (Esser 1954, Klötzli 1965). Infolgedessen bestätigen unsere Ergebnisse erneut die Fähigkeit des Rehwildes, sich an die Fragmentierung und Veränderung seines Habitats durch hohe Plastizität und flexible Ernährungsmuster zu adaptieren. Diese Eigenschaften befähigen das Rehwild je nach Jahreszeit und Bedürfnis, sich auf die Nahrungsquellen eines landwirtschaftlichen Gebiets oder auch eines Waldes einzustellen (Abbas et al. 2011).

Die beiden Parameter Diversität und Ausgewogenheit des Panseninhalts sind jahreszeitlichen Schwankungen unterworfen. Die Diversität ist im Herbst im Waldhabitat und im Frühling im Agrarhabitat am höchsten. Im Winter ist die Diversität und Ausgewogenheit beider Habitate am geringsten. Die Ergebnisse überraschen nicht und decken sich mit den Studienergebnissen von Storms et al. (2008). Speziell im Frühling beginnt die Vegetationsphase der Pflanzen, das Nahrungsangebot steigt und viele Arten gedeihen. Im Herbst kommen durch die Mast der Bäume und der Kryptogamen viele weitere Nahrungskomponenten hinzu. Der Winter ist, bedingt durch die kalten Temperaturen in unseren Breiten, als vegetationsarme Zeit mit einem reduzierten Nahrungsangebot bekannt (Kaluzinski 1982). Auch nach Cibien et al. (1995) steigt die Nahrungsdiversität während der Vegetationsphase in der Natur an und im Winter variiert die Nahrungszusammensetzung von Rehen deutlich weniger als während der Vegetationszeit von April bis Oktober.

4.4.4 Relevanz der Panseninhaltsbestandteile

Bei der Unterscheidung des Nahrungsspektrums der Wildpopulationen nach Jahreszeit können zu geringe Probenzahlen zu Fehlinterpretationen der Ergebnisse führen, besonders dort, wo eine Pflanzenkategorie in großen Mengen bei nur wenigen Tieren gefunden wird und zugleich abwesend bei der Mehrheit der Untersuchungstiere ist. Um diese Überschätzung von einzelnen Nahrungskategorien zu verhindern, verwenden Autoren wie Jackson (1980), Kioroglanidis (1981), Bruno & Apollonio (1991) und Obidzinski et al. (2013) einen „Relevanzindex“, der den quantitativen Prozentanteil der jeweiligen Nahrungskategorie mit deren Auftrittshäufigkeit verbindet. Laut Siuda et al. (1969) ermöglicht dieser Wert eine deutlich realistischere Einschätzung der bedeutenden Nahrungsbestandteile für eine Tierart als die quantitativen Angaben. Durch die Kombination dieser beiden Werte weist der Relevanzindex starke Präferenzen einzelner Nahrungskategorien für beide Habitats aus.

Die Ergebnisse der Studie zeigen, dass in beiden Habitats oft die Nahrungskomponenten am häufigsten von den Tieren gefressen werden, die auch den überwiegenden Anteil des Panseninhalts ausmachen. Die gleiche Beobachtung machten auch Cibien et al. (1995) in ihrer Studie über die Nahrungswahl des Rehwildes. Somit ist festzuhalten, dass der Relevanzindex für das Waldhabitat drei wichtige Nahrungskategorien, abhängig von den Jahreszeiten, benennt: Kräuter sind speziell im Frühling und Sommer, krautige Stauden im Herbst und Nadelbäume besonders im Winter für das Rehwild von Bedeutung. Die entscheidende Nahrungskategorie im landwirtschaftlichen Habitat sind im Frühling ebenfalls die Kräuter. Im Sommer und Herbst sind Feldfrüchte von großer Relevanz und im Winter Baumfrüchte. Die Ergebnisse des Relevanzindex liefern einen weiteren Beweis dafür, dass sowohl die Frequenz als auch die Mengen der aufgenommenen Pflanzen bedingt durch die Habitatstruktur (Kaluzinski 1982, Duncan et al. 1998, Cornelis et al. 1999) in direkter Abhängigkeit der Jahreszeit und der Verfügbarkeit stehen.

4.5 Nahrungsqualität

4.5.1 Nährstoffe der Nahrung

Die Qualität einer Nahrung zeichnet sich durch ihren Gehalt mit Nährstoffen aus. Auch wird häufig eine leichte Verdaulichkeit der organischen Substanz mit einer hohen Qualität der Nahrung gleichgestellt. Für das Rehwild trifft dieser Sachverhalt aber nicht zwangsläufig zu, denn die Aufnahme von Strukturkohlenhydraten, welche die Verdauung erschweren, hat eine wichtige Funktion (Klötzli 1965). Sie regt den Wiederkäuerreflex und Speichelfluss an und sorgt damit für eine Stabilisierung des Pansen-pH-Werts. Allerdings erfordert die Aufspaltung dieser schwerverdaulichen Substanzen viel Energie. Somit sollte das Verhältnis schwerlöslicher zu leichtlöslicher Fasern bei ca. 1: 2 Teilen liegen. Dieses Verhältnis eignet sich somit als Indikator für eine qualitativ hochwertige und gesunde Nahrungsaufnahme.

Rohfaser

Die Nährstoffanalyse zeigt große Unterschiede des Rohfasergehalts der Nahrung zwischen den beiden Gebieten. Der Fasergehalt im forstlich geprägten Gebiet liegt mit einem mittleren Wert von 29,37 % T signifikant über dem Wert im landwirtschaftlichen Gebiet mit nur 25,01 % T. Beim Vergleich der Faserwerte beider Gebiete im Jahresverlauf liegt der Faserwert des Waldhabitats stets über dem des Agrarhabitats. Dieses Ergebnis ist begründet durch den deutlich höheren Anteil an holzigen Pflanzen in der Nahrung der Waldrehe. Die Fraktionierung der Nahrungsfaser nach Hemizellulose-, Zellulose- und Ligninanteilen bestätigt dieses Ergebnis. Die Anteile des Lignins und der Zellulose in der Nahrung der Waldrehe überwiegen signifikant gegenüber dem Anteil der Nahrung der Agrarrehe (s. Tabelle 17). Die makroskopische Panseninhaltsanalyse untermauert die gewonnenen Ergebnisse der Faserfraktionierung. Der Hauptteil der Nahrung der Rehe im Wald besteht aus Nadelbäumen, Stauen und Sträuchern (s. Abbildung 11), welche für ihren hohen Fasergehalt und ihre stark verholzten Anteile bekannt sind (Esser 1954). Zugleich besteht die Nahrung der Agrarrehe vermehrt aus Feld-, Baumfrüchten, Stauden und Kräutern, die einen deutlich geringeren Fasergehalt und höhere Protein- und Kohlehydratanteile aufweisen (s. Tabelle 15).

Vergleichend betrachtet zu den Studienergebnissen von Djordjevic et al. (2006) mit 15 - 28,2 % T und Popovic et al. (2009) mit 17 - 32,3 % T, liegen die Faserwerte im Waldhabitat mit 25 - 34,5 % T und im Agrarhabitat mit 22 - 29,0 % auf einem ähnlichen Messniveau. Die niedrigeren Faserwerte von 15 bzw. 17 % T der beiden Vergleichsstudien lassen sich durch die Habitatstruktur und die damit verbundene Nahrung erklären. In Djordjevics et al. (2006) und Popovics et al. (2009) Studien wurde ein stark landwirtschaftlich geprägtes Habitat untersucht, in dem die Rehe deutlich mehr landwirtschaftliche Feldfrüchte (bis zu 63 %) aufnahmen. Im Vergleich zu den Faserwerten von Ondersheka et al. (1991), Schmidl (1996) und Reimoser (2006) (s. Tabelle 38), liegen die Faserwerte in der vorliegenden Studie um ca. 10 % höher und sprechen damit auch hier für eine

faserreichere Nahrungsaufnahme. Dabei ist es wichtig festzuhalten, dass die gemessenen Faserwerte aber nicht immer den Faserwerten der frischen Nahrung entsprechen müssen. Höchstwahrscheinlich sind die Faserwerte in Studien, die mit direkten Panseninhalten von Rehen arbeiten, leicht überschätzt. Bei der Aufnahme faserhaltiger Nahrung können sich schwerabbaubare Strukturen im Pansen anreichern (Klötzli 1965, Meyer 1988). Somit ist ein Vergleich von verschiedenen Studien nur dann sinnvoll, wenn mit gleichen Analysemethoden bzw. mit frischen Panseninhalten gearbeitet wurde.

Tabelle 38: Gehalt der Nährstoffe der Nahrung aus dem landwirtschaftlich und forstlich geprägten Habitaten dieser Studie [% T, Mediane] im Vergleich mit den Gehalten der Nährstoffe der Rehnahrung [% T, Mittelwerte] früherer Studien; n = Anzahl, XP = Rohprotein, XL= Rohfett, XF = Rohfaser, NfE= stickstofffreie Extraktstoffe.

Autor/Gebiet/Anzahl Proben	Jahreszeit	XP	XL	XF	NfE
Waldhabitat (n = 86)	Frühling	33,7	5,5	25,5	26,8
	Sommer	31,0	6,6	27,0	25,0
	Herbst	26,6	6,2	29,3	27,7
	Winter	22,1	4,8	34,6	30,3
Agrarhabitat (n = 136)	Frühling	34,5	7,9	23,5	25,7
	Sommer	28,5	6,0	25,0	28,1
	Herbst	26,2	6,0	22,5	34,8
	Winter	24,2	4,8	29,1	33,0
Popovic et al. (2009) Barajevska Raka (n = 43)	Frühling	36,1	11,6	17,0	22,7
	Sommer	28,8	9,6	23,8	25,6
	Herbst	24,7	9,7	28,1	25,1
	Winter	26,9	9,7	32,3	15,2
Djordjevic et al. (2006) Barajevska Raka (n = 20)	Frühling	37,4	10,8	15,2	23,5
	Sommer	29,8	8,5	19,7	28,1
	Herbst	24,1	7,5	27,4	25,9
	Winter	27,3	7,5	28,3	18,8
Reimoser (2006) Anlaufstal (n = 39)	Mai/Juli	34,9	7,4	12,6	32,7
	Aug/Sep	27,5	6,3	16,1	37,8
	Okt/Dez	20,2	4,7	19,7	44,3
	Kötschachtal (n = 30)	Mai/Juli	30,6	6,7	14,5
	Aug/Sep	27,5	7,7	16,3	35,8
	Okt/Dez	20,8	6,0	20,1	41,4
Schmidl (1996) Manhartdberg (n = 42)	Frühling	33,2	5,6	13,7	33,8
	Sommer	27,9	5,6	15,0	38,7
	Herbst	23,6	5,2	18,1	42,1
	Winter	23,2	5,2	16,9	44,7
Maissau (n = 46)	Frühling	33,7	5,6	12,4	34,0
	Sommer	27,7	5,7	15,5	38,1
	Herbst	27,2	5,9	16,9	37,9
	Winter	26,4	5,8	18,3	38,1
Onderscheka et al. (1991) Achenkirch (n = 104)	Frühling	33,6	-	16,0	-
	Sommer	28,4	-	17,4	-
	Herbst	21,7	-	25,2	-
	Winter	23,8	-	22,7	-

Hohe Faserwerte in der Nahrung von Rehen sind nicht negativ zu werten (Kurt 1970). Sie weisen nicht zwangsläufig auf qualitativ minderwertige Nahrung hin (Klötzli 1965). Vielmehr zeigten Dissen & Hartfiel (1985) mit Fütterungs- und Stoffwechselfersuchen, dass Rehe eine

sehr hohe Verdaulichkeit von Fasern aufweisen. Die Verdaulichkeit von Fasern liegt beim Rehwild je nach Jahreszeit zwischen 50 - 78 % (Dissen & Hartfiel 1985) und ähnelt stark den Verdauungsfähigkeiten von Ziegen. Diese Werte (50 - 78 %) sind für Wiederkäuer normal, allerdings drosselt ein höher Fasergehalt die Passagerate des Pansens und limitiert damit das Verdauungsvermögen (Windisch 2017, mündlich). Dadurch ist das Verdauungsvermögen in Jahreszeiten mit zunehmenden Fasergehalt weniger effizient. Aber auch Melchiar (1960) und Kurt (1970) fanden in ihren Untersuchungen heraus, dass im Jahresdurchschnitt mehr als 50 % der Nahrung von Rehen aus stark faserhaltigen Pflanzen wie Flechten, Baumbestandteilen und Sträuchern besteht. Beide Autoren sind der Meinung, dass grobe und faserhaltige Nahrung für Rehwild von immenser Bedeutung ist. Diese fördert bei Wiederkäuern die Zerkleinerung und Bewegung der aufgenommenen Nahrung im Pansen und Darm. Auch führt eine ausreichende Faserstruktur der Nahrung zu einem stabilen Pansen-pH-Wert durch das Abschlucken des alkalischen Speichels beim Wiederkäuen. Ein plötzliches Ausbleiben grobfaseriger Nahrung führt beim Rehwild zu einer Senkung des Pansen-pH-Werts, Verdauungsstörungen und unter Umständen zu einem lebensbedrohlichen Gewichtsabfall (Kurt 1970). Diese Meinung teilt auch Buchgraber (2005). Er untersuchte die Nahrung von Rehen im Frühjahr und Herbst im Grünland und auf landwirtschaftlichen Anbauflächen. Dabei konnte er zeigen, dass landwirtschaftliche Feldfrüchte mit ihren hohen Rohproteingehalten und niedrigen Rohfasergehalten (unter 20 %) zu Diarrhö bei den Tieren führen.

Diesen speziellen Sachverhalt unterstreichend, zeigt die vorliegende Untersuchung, dass bei den Agrarrehen im Frühling und Herbst durch die Aufnahme von großen Mengen an Feld- und Baumfrüchten der Gehalt an leichtverdaulicher Nahrung (Kohlenhydraten/Proteine) stark ansteigt. Gleichzeitig zeigen die Panseninhaltsanalysen zu dieser Zeit eine gesteigerte Aufnahme von Süßgräsern. Es scheint also, dass sich die Agrarrehe gezielt die fehlende Faserstruktur mit Aufnahme dieser Gräser zuführen. Abbas et al. (2013) stellten bei den Nahrungsanalysen seiner Rehe in einem Mischhabitat in Frankreich ebenfalls eine vermehrte Grasaufnahme auf landwirtschaftlichen Flächen und im Herbst fest. Die Aufnahme von Süßgräsern konnte im Waldhabitat, in welchem der Fasergehalt stets hoch lag, nur in geringerem Umfang festgestellt werden.

Die Betrachtung des jahreszeitlichen Verlaufs des Rohfaseranteils und seiner fraktionierten Faserkomponenten Lignin und Zellulose zeigt in beiden Gebieten eine starke Zunahme im Winter. Die Anteile der leichtverdaulichen Hemizellulose sinken hingegen ab. Redjadj et al. (2014) untersuchten die Faseranteile der Rehnahrung von September bis Januar in einem Gebirgshabitat in Frankreich. Auch hier stiegen die Lignin- und Zelluloseanteile in der Nahrung vom Herbst bis in den Winter stark an, wohingegen die Anteile der Hemizellulose abnahmen. Die Zunahme der schwerverdaulichen Faserkomponenten Zellulose und Lignin lässt sich durch die natürliche

Reifung/Alterung der Vegetation erklären. Der Zellulose- und Ligningehalt einer Pflanze nimmt mit zunehmendem Vegetationsstadium zu, während z.B. der Proteingehalt abnimmt (Esser 1954, Drozd 1979, Buchgraber 2005, Reimoser 2006, Baumgärtel 2012). Die Auswirkungen der jahreszeitlichen Sukzession auf die Nahrung der Rehe konnten auch Brüggemann (1967), Schmidl (1996), Djordjevic et al. (2006), Reimoser (2006) und Popovic et al. (2009) in ihren Studien nachweisen. Stets nahm der Fasergehalt der Nahrung vom Frühling zum Winter hin stark zu, während der Proteingehalt der Nahrung sank (s. Tabelle 39).

Tabelle 39: Vergleich des jahreszeitlichen Verlaufs (Frühling zu Winter) der Rohnährstoffanteile [% T] in der Rehnahrung aus verschiedenen Studien; ↓- = Werte abnehmend von Frühling zu Winter, ↑+ = Werte zunehmend von Frühling zu Winter, → + = Werte erreichen Max. im Sommer und Herbst, --/++ = Trendunterschied zw. Jahreszeiten < 9 %, XP = Rohprotein, XL= Rohfett, XF = Rohfaser, NfE= stickstofffreie Extraktstoffe, forstl. = forstlich geprägtes Habitat, ländl. = landwirtschaftlich geprägtes Habitat.

Studie/Gebiete	forstl.	ländl.	XP	XL	XF	NfE
Waldhabitat	X		↓-	→ +	↑+	↑+
Agrarhabitat		X	↓--	↓-	↑+	↑++
Popovic et al. (2009)		X	↓--	↓-	↑++	→ +
Djordjevic et al. (2006)		X	↓--	↓-	↑++	→ +
Reimoser Anlaufstal (2006)		X	↓--	↓-	↑+	↑++
Reimoser Köschachtal (2006)	X		↓--	→ +	↑+	↑+
Schmidl Manhartsberg (1996)		X	↓--	↓-	↑+	↑++
Schmidl Maissau (1996)	X		↓-	↑+	↑+	↑+
Onderscheka et al. Achenkirch (1991)			↓--		↑+	

Zusätzlich ist eine Besonderheit im jahreszeitlichen Verlauf der Faseranteile in der Rehnahrung im landwirtschaftlichen Gebiet sichtbar. Im Herbst sinkt der Lignin- und Zelluloseanteil kurzzeitig ab, während der Hemizelluloseanteil ansteigt. Die Auswirkungen dieses gegensätzlichen Verlaufs mit einem Anstieg der leichtverdaulichen Fasern und eines Abfalls der schwerverdaulichen Fasern zeigen sich auch in den umsetzbaren Energiegehalten der Nahrung. So erreicht die Nahrung im Herbst im Agrarhabitat ihr Energiemaximum (s. Abbildung 15), begründet durch den deutlichen Anstieg der leichtverdaulichen Fasern (NfE & Hemizellulose) (s. Abbildung 31/32).

Rohprotein

Der mittlere Rohproteinwert (XP) der Rehnahrung liegt im landwirtschaftlichen Habitat mit 28,8 % T tendenziell über dem Wert des Waldhabitats mit 26,8 % T. Proteingehalte in der Nahrung von 11 - 14 % sind für Rehwild ausreichend (Enzinger 1989, Deutz 2010, Windisch 2017, mündlich). Dieses Ergebnis deutet aber darauf hin, dass die Nahrung im landwirtschaftlichen Gebiet eine noch hochwertigere Qualität aufweist. Diese Aussage deckt sich auch mit den Ergebnissen von Buchgraber (2005). Er konnte zeigen, dass speziell in Ackerbaugebieten mit Wiesen, Weiden und Feldfutterflächen ein kontinuierliches, hochwertiges Nahrungsangebot

für Rehe zur Verfügung steht. Dies ist darauf zurückzuführen, dass landwirtschaftliche Erzeugnisse wie z.B. Raps mit einem Rohproteingehalt von 35,3 % oder Roggen mit 29,6 % im Vergleich zur natürlichen Waldvegetation mit durchschnittlich 3 - 20 % Rohprotein (Esser 1954, Klötzli 1965, Veith 1992) deutlich höher liegen. Zweifel-Schielly (2005) fand Ähnliches bei einer Rotwildstudie heraus. Auf Talwiesen konnte eine deutlich bessere Nahrungsqualität im Vergleich zu Wald und Bergwiesen nachgewiesen werden. Zweifel-Schielly (2005) führt dieses Ergebnis auf die höhere Verfügbarkeit der Biomasse sowie auf die Düngung der Talwiesen zurück, da Düngungen langfristig höhere Stickstoffgehalte in den Nahrungspflanzen (Buchgraber 2005, Zweifel-Schielly 2005, Abbas et al. 2013) bewirken.

In vergleichbaren Studien (Onderscheka et al. 1991, Schmidl 1996, Reimoser 2006, Djordjevic et al. 2006, Popovic et al. 2009) liegt der Rohproteinanteil der Nahrung im Pansen der Rehe je nach Jahreszeit zwischen 20,8 % und 37,4 % T. Der Rohproteingehalt der Waldrehe liegt zwischen 22,1 und 33,7 % T, der Gehalt der Agrarrehe zwischen 24,3 und 34,5 % T. Stets lässt sich der höchste Proteingehalt der Nahrung im Frühling und der niedrigste im Winter belegen. Die gleichen jahreszeitlichen Schwankungen konnte auch Kamler et al. (2011) bei der Messung des Proteingehalts der Nahrung von Rehen nachweisen. Die Schwankungen des Proteingehalts sind mit dem Vegetationswachstum zu erklären, da mit Beginn der Vegetationszeit auch der Proteingehalt in den Jungpflanzen ansteigt (Buchgraber 2005). Im Herbst wird der Proteinanstieg durch die Verfügbarkeit der Baum-, Feldfrüchte und Kryptogamen erklärt. Besonders fällt dabei auf, dass in allen Studien und zu jeder Jahreszeit der Rohproteingehalt der Nahrung nicht unter 21 % T sinkt. Selbst bei Brüggemann et al. (1967) und Anke et al. (2007) weisen die Panseninhalte der Rehe im Winter noch Rohproteinwerte von 22 % T auf.

Diese hohen Rohproteinwerte stehen erstmal im Gegensatz zu den Ergebnissen der Forschung zum Proteinbedarf des Rehwildes und dem tatsächlichen Proteingehalt ihrer Nahrung. Die Angaben der Rohproteinbedarfsmengen eines Rehs pro Tag (20 kg Reh) variieren zwischen 5,5 % (Eisfeld 1974b), 11 % (Ueckermann 1986), 10 - 12 % (Enzinger 1989) und 13 % Rohprotein T (Deutz 2010). Oslage & Strothmann (1988), die in einem Zeitraum von 17 Monaten die Proteinaufnahme von Rehen analysierten, geben Werte zw. 9,9 und 17 % Rohprotein pro Tag und Reh im Jahresverlauf an. Weitere Autoren untersuchten durch Absammeln und Vegetationsanalysen den Rohproteingehalt der verfügbaren Nahrung von Rehen in deren Habitaten zu verschiedenen Jahreszeiten. Sie führen an, dass z.B. durchschnittlich Nadeltriebe etwa 12,9 %, Laubtriebe ca. 14,3 %, Sträucher ca. 17,3 %, Kräuter ca. 19,4 % (Esser 1954), Bucheckern 14,3 % (Anke et al. 2007, Baumgärtel 2012), Gräser zw. 3 - 12,6 %, Luzernen zw. 7 und 17 % und Heidelbeere ca. 13,1 % Rohprotein aufweisen. Das bei Rehen sehr beliebte *Geranium robertianum* (Esser 1954, Klötzli 1965) enthält ca. 14,5 %

Rohprotein (Esser 1954, Veith 1992). Drozd & Osiecki (1973) sammelten ebenfalls Rehnahrung zu verschiedenen Jahreszeiten und kamen zu den Ergebnissen, dass der Rohproteingehalt der Vegetation mit ca. 19,7 % im Frühling am höchsten und mit durchschnittlich 8,5 % am geringsten im Winter ist.

Somit liegen der Rohproteingehalt der frischen natürlichen Nahrung wie auch der Rohproteinbedarf des Rehwildes weit unter den gemessenen Rohproteingehalten der Panseninhalte der Rehe bei allen Studien. Anke et al. (2007) beobachtete den gleichen Sachverhalt bei einer Ernährungsstudie zu Rot-, Reh-, Muffel- und Damwild. Dieser Unterschied wird von Eisfelds (1974b) und VanSoest (1982) damit erklärt, dass der Rohproteingehalt im Pansen von Rehen auf einer Vielzahl unterschiedlicher Faktoren basiert. Er ist das Resultat der gewählten Nahrungsbestandteile, der Gesamtmenge der Mikroorganismen und des Stickstoffs, welcher durch den ruminohepatischen Zyklus aus dem Speichel wieder dem Pansen zugesetzt wird (Klein & Schönheyder 1970, Eisfeld 1974b, VanSoest 1982, Meyer 1988, Veith 1992, Djordjevic et al. 2006, Deutz 2009).

Veith (1992) berichtet nach Henderickx et al. (1972), dass die Anzahl der Pansenbakterien bis zu 65 % des Rohproteins der Trockensubstanz ausmachen kann. Dabei korreliert die Menge der sich bildenden Pansenmikroben mit der des für das Reh verfügbaren Nahrungsproteins und Nahrungsenergie (Brüggemann et al. 1967, Windisch 2017, mündlich). Djordjevic et al. (2006) zeigen zudem, dass der Rohproteingehalt im Rehpansen keine exakte Wiedergabe des realen Werts darstellen kann, da dieser stark durch den Stickstoffgehalt des Speichels beeinflusst wird. Klein & Schönheyder (1970) in Drozd & Osiecki (1973) verweisen darauf, dass das Rehwild bei geringen Nahrungsproteinwerten seinen Proteingehalt im Pansen konstant halten kann. Grund dafür ist der ruminohepatische Zyklus, bei welchem Teile des Stickstoffs nicht durch den Urin ausgeschieden werden, sondern zurück in den Speichel und so wieder in den Pansen gelangen. So ist auch Deutz (2009) der Meinung, dass sich ein Eiweißmangel der Nahrung bei Rehen aufgrund der Fähigkeit, einen Teil des gebildeten Harnstoffs zu rezyklieren, nicht negativ auswirkt. Die Tiere verfügen über einen „Stickstoff-Sparmechanismus“ (Deutz 2009). Diese Ansätze liefern eine plausible Erklärung, weshalb der Rohproteingehalt in unserer Studie wie auch in anderen Studien im Herbst und Winter abfällt, aber dennoch nicht unter die 21 %-Marke sinkt.

Auch wenn der Proteingehalt des Pansens von verschiedenen Faktoren beeinflusst wird, so wird er doch zu großen Teilen durch die aufgenommene Nahrung bestimmt. Aus einem hohen Rohproteinanteil in der Nahrung resultieren große Mengen an Mikroorganismen, welche dem Tier bei der späteren Verdauung im Labmagen und Darm als wertvolle Proteinquelle zur Verfügung stehen. Ergänzend dazu fanden die Autoren Onderscheka et al. (1991), Dittrich & Groppe (1980), Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977b) und Latham et al. (1999) heraus, dass Rehe unter den Wildwiederkäuern den höchsten Rohproteingehalt im Pansen aufwiesen. Der

Unterschied im Rohproteingehalt des Pansens zw. dem Rehwild und den anderen Tierarten (Rot-, Dam-, Muffelwild) belief sich auf 2 - 10 % T. Diese Studienaussagen liefern eine weitere Erklärung für die sehr hohen Rohproteingehalte in der Rehnahrung und stützen sich auf die Klassifizierung des Rehwildes als selektierender Äser. Die Studie von Anke et al. (2007) fand allerdings keine Unterschiede im Rohproteingehalt des Panseninhalts zwischen den vier Wildwiederkäuerarten.

Stickstofffreie Extraktstoffe

Die stickstofffreien Extraktstoffe stellen in den Augen einiger Autoren die wichtigste Energiequelle in der Nahrung von Wildwiederkäuern dar (Eisfeld 1974a, Rusterholz & Turner 1978, Stubbe & Passarge 1979, Tixier & Duncan 1996). Sie liefern die Energie, welche von den Mikroorganismen zur Aufspaltung der Nahrungsbestandteile im Pansen benötigt wird (Sommer 2004). Die Analysen zeigen Anteile der stickstofffreien Extraktstoffe im Bereich von 25,0 - 30,3 % T bei den Waldrehen und von 25,7 - 34,8 % T bei den Agrarrehen. Im Agrarhabitat konnten höhere Werte als im Waldhabitat festgestellt werden. Damit wird untermauert, dass dem Rehwild in landwirtschaftlichen Habitaten, bedingt durch den höheren Energiegehalt der Feldfrüchte, eine qualitativ hochwertigere Nahrung zur Verfügung steht. Dieser Trend lässt sich auch in der Studie von Schmidl (1996) erkennen. Der Autor untersuchte den Gehalt der Rohnährstoffe der Rehnahrung in zwei unterschiedlichen Habitaten. Stets wies das Habitat die höheren stickstofffreien Extraktstoffgehalte in der Nahrung auf, in dem mehr landwirtschaftliche Anbauprodukte verfügbar waren.

Im Vergleich mit anderen Studien liegen die gemessenen Werte der stickstofffreien Extraktstoffe unserer Rehe im mittleren Bereich. Die untersuchten Rehe von Reimoser (2006) zeigten höhere Werte mit 23 - 44 % T, ebenfalls die von Schmidl (1996) mit Werten im Bereich von 33 - 44 % T. Verglichen mit den Werten der Rehe von Popovic et al. (2009) mit 15 - 25 % T und Djordjevic et al. (2006) mit 18 - 28 % T liegen die Werte der untersuchten Rehe dieser Studie höher. Diese Unterschiede sind mit großer Sicherheit auf regionale Habitatstrukturen und die unterschiedliche Nahrungszusammensetzung zurück zu führen.

In beiden Gebieten zeigen die jahreszeitlichen Verlaufswerte der stickstofffreien Extraktstoffe einen oppositären Verlauf zu den Rohproteinwerten. Während der Rohproteingehalt in beiden Habitaten im Herbst und Winter stark sinkt, steigt der stickstofffreie Extraktstoffwert zu dieser Jahreszeit stark an. Im landwirtschaftlichen Habitat lässt sich der Anstieg der stickstofffreien Extraktstoffe, welcher parallel zum Anstieg des Kohlenhydrat-/Stärkegehalt der Pflanzen verläuft, durch die Reifung der Feldfrüchte erklären (Buchgraber 2005). Die Panseninhaltsanalyse bestätigt die vermehrte Aufnahme landwirtschaftlicher Erzeugnisse der Agrarrehe zu diesen Jahreszeiten. Schmidl (1996) führt die hohen stickstofffreien

Extraktstoffwerte der Rehe im Herbst und Winter ebenfalls auf die hohe Aufnahme von Cerealien (52 - 99 %) und Eicheln (85 %) zurück. Die Panseninhaltsanalyse der Agrarrehe in dieser Studie offenbart ebenfalls hohe Mengen an aufgenommenen Eicheln zu dieser Zeit. Gleichzeitig zeigt die Panseninhaltsanalyse große Anteile an Brombeerblättern und Brombeerstielen bei den Waldrehen im Herbst und Winter. Dies erklärt die hohen stickstofffreien Extraktstoffwerte im Pansen der Waldrehe. Gerade Brombeerblätter und Brombeerstiele weisen mit einem stickstofffreien Extraktstoffgehalt von 58,83 % T und 54,47 % T hohe Werte auf (Klötzli 1965).

Zusätzlich werden die jahreszeitlichen Verlaufskurven der stickstofffreien Extraktstoffe sowohl im Wald- als auch im Agrarhabitat durch die Detergenzienanalyse bestätigt. Die Faserfraktionierung zeigt auf, dass Großteile der stickstofffreien Extraktstoffe von der Hemizellulose abgedeckt werden. Da die Hemizellulose zu den leichtlöslichen Fasern zählt, überrascht der parallele Verlauf der beiden Parameter innerhalb der Jahreszeiten nicht und bestätigt die Aussagen von Kirchgeßner (1997) über die Zusammensetzung der stickstofffreien Extraktstoffe.

4.5.2 Umsetzbare Energie der Nahrung

Umsetzbare Energie (ME)

Mittels der Nährstoffanalyse und des Hohenheimer Futterwerttest (HFT) wurde der umsetzbare Energiegehalt der aufgenommenen Nahrung untersucht. Die Anwendung dieser Verfahren wurde als „geeignet“ eingestuft, jedoch entsprechen die im Panseninhalt gemessenen Energiewerte nicht den tatsächlichen Energiewerten der aufgenommenen Nahrung. Ein Grund dafür ist die Verwendung von vorverdaulichem Pansenmaterial in den Analysen. Der Inhalt des Pansens beim Rehwild entspricht aufgrund der regelmäßigen Äsungszyklen (8 - 14 Äsungszyklen/d) einem Gemisch von frischem und vorverdaulichem Nahrungsmaterial. Ein Teil der Nährstoffe liegt bereits in gelöster Form im Pansensaft vor. Diese energiereichen Verbindungen werden vom Tierkörper rasch absorbiert und lassen sich daher nicht mehr in ihrer Gesamtheit im Pansensaft bestimmen. Auch wurden Teile dieser Verbindungen vor dem Analyseverfahren abzentrifugiert und können somit nicht mehr in das Endergebnis der HFT-Analyse mit einfließen. Ein weiterer Grund für die Unterschätzung der ermittelten Energiewerte basiert auf der Anreicherung von schwerlöslichen/-verdaulichen Bestandteilen (Fasern) im Pansen der Tiere. Die Fasern werden langsamer zersetzt, sind beim In-vitro-Versuch überrepräsentiert und liefern somit schlechtere Gasbildungswerte (Giger-Reverdin 1998, Hummel et al. 2006). Eine weitere Erklärung liefert die Hypothese, dass das Rehwild die Fähigkeit besitzt, besonders wertvolle Pflanzensäfte mittels der Pansenrinne am Pansen vorbei zu schleusen, um sie direkt in den Blätter- und Labmagen zu dirigieren. So wird die Energie dieser wertvollen Säfte direkt zugeführt und nicht der Fermentation bzw. Degradation der Pansenmikroorganismen überlassen (Rowell-Schäfer et al. 2000, Ditchkoff 2000, Djordjevic et al. 2006, Lechner-Doll & Clauss 2006). Nichtsdestotrotz zeigen die Ergebnisse jahreszeitenspezifische Trendverläufe des Energiegehalts der Nahrung. Da für die Untersuchung des Energiegehalts der Nahrung in beiden Habitaten das gleiche Verfahren verwendet wurde, eignen sich die Werte auch zum direkten Vergleich der beiden Rehpopulationen.

Die Gegenüberstellung der umsetzbaren Gesamtenergie [MJ/kg T] der Panseninhalte der Rehe aus beiden Habitaten zeigt einen signifikant höheren Energiewert im Agrarhabitat mit 6,28 MJ/kg T gegenüber dem Waldhabitat mit 5,43 MJ/kg T. Diese Werte belegen eine durchschnittlich energiereichere Nahrung im Agrarhabitat. Die detailliertere Aufgliederung nach Jahreszeiten offenbart in beiden Habitaten einen Abfall der Nahrungsenergie im Winter. Gleichen jahreszeitlichen Verlauf mit einem starken Abfall der Nahrungsenergie im Winter zeigen Kamler et al. (2011), deren Messung der umsetzbaren Energie auf einer Simulation der natürlichen Nahrung von Rehen beruht.

Genauer lassen sich höhere Nahrungsenergiewerte im landwirtschaftlichen Gebiet zu allen vier Jahreszeiten finden. Signifikante Unterschiede waren im Frühling, Herbst und Winter festzustellen. Auch beim jahreszeitlichen Verlauf der hier erreichten Werte zeigen sich deutliche Unterschiede

zwischen den Gebieten. Das jahreszeitliche Energiemaximum lässt sich im Waldhabitat mit 5,78 MJ/kg T im Sommer finden. Der Energietiefpunkt der Nahrung wird im Waldhabitat im Winter mit 4,78 MJ/kg T erreicht. Dieser Verlauf der Energiewerte deckt sich mit den Verlaufswerten der Rohproteinwerte des Waldhabitats. Daraus lässt sich schließen, dass große Teile der Nahrungsenergie im Waldhabitat durch das Rohprotein in den Pflanzen abgedeckt werden. Im Agrargebiet liegt das Energiemaximum im Herbst mit 7,18 MJ/kg T und das Energieminimum im Sommer und Winter mit 5,92 MJ/kg T. Ein ähnlicher Verlauf lässt sich bei den stickstofffreien Extraktstoffen im Agrarhabitat erkennen und gibt damit Auskunft, durch welche Rohnährstoffkomponente das Energiemaximum in der Nahrung verursacht wird. Der Vergleich der Energiekurven mit dem Verlauf der Rohnährstoffe beider Habitats zeigt, dass nicht nur generell energiereichere Nahrung im Agrarhabitat vorzufinden ist, sondern die Energie der Nahrung in den Habitats auch auf unterschiedlichen Ursprüngen basiert.

Die unterschiedlichen Ursprünge der Nahrungsenergie in den Habitats werden durch die Panseninhaltsanalyse bestätigt, die eine Erklärung für die Energieunterschiede der beiden Ernährungsformen liefern. Das Energiemaximum der Waldrehe befindet sich im Frühling und Sommer. Zu dieser Zeit nehmen die Rehe hohe Anteile an Kräutern zu sich, die hohe Proteingehalte beinhalten (Esser 1954). Auch befindet sich die Vegetation zu dieser Jahreszeit in ihrer Wachstumsphase. Die Pflanzen besitzen dadurch große Mengen an Rohprotein im Zellinneren. Das Energiemaximum der Agrarrehe, welches sich im Sommer und Herbst befindet und sich durch NfE-Stoffe auszeichnet, lässt sich durch die Aufnahme großer Mengen an Feldfrüchten und Baumfrüchten erklären. Sicherlich liefern diese Nahrungsquellen viel Rohprotein, der Anteil an stickstofffreien Extraktstoffen (Kohlenhydraten) überwiegt allerdings (Anke et al. 2007). Den Zusammenhang, dass aus hohen Rohproteinwerten und/oder aus hohen stickstofffreien Extraktstoffwerten auch hohe Nahrungsenergien resultieren, bestätigen Studien von Perzanowski (1978), Drozd (1979) und Kamler & Homolka (2005).

Die Nahrungsanalysen zeigen weiter einen geringeren Einfluss der Jahreszeiten auf die Nahrungsenergie im Agrarhabitat. Die Energiewerte schwanken dort deutlich geringer als im forstlich dominierten Gebiet. Diese Beobachtungen machten auch Schmidt (2004a) und Zweifel-Schielly (2005) beim Vergleich von unterschiedlichen Habitats. Die Vegetation auf freien, sonnenexponierten Flächen befindet sich in einem früheren, schnelleren und kontinuierlicheren Wachstum als die Vegetation im Wald. In Wäldern herrscht ein Mikroklima vor, welches sehr konstant ist und nur geringfügigen Schwankungen unterliegt. Somit erreicht die Vegetation im landwirtschaftlichen Gebiet schneller ihren vegetativen Höhepunkt. Dies bestätigt auch Schmidt (2004a) und ergänzt, dass in Wäldern je nach Jahreszeit das Äsungsangebot stark schwankt. Auf Wiesen, Feldern und landwirtschaftlichen Flächen reduzieren sich saisonalen Schwankungen durch eine bessere Verfügbarkeit und das kontinuierlichere Wachstum der Vegetation.

Dass der hier gemessene umsetzbare Energiewert (ME) der Nahrung vom realen umsetzbaren ME-Wert abweicht, wurde im Vorfeld (s. o. umsetzbare Energie S. 118, erster Absatz) erläutert. Hinweise, wie hoch der reale umsetzbare Energiewert frisch aufgenommener Nahrung ist, liefern Oslage & Strothmann (1988). Die Autoren führten einen Fütterungsversuch durch, bei dem die aufgenommene Nahrung der Rehe exakt erfasst wurde und anschließend der durchschnittliche umsetzbare Energiegehalt (MJ) der identischen frischen Nahrung pro Reh und Tag ermittelt wurde. Die Werte von Oslage & Strothmann (1988) können unter Berücksichtigung der oben beschriebenen Punkte in Relation zu den vorliegenden Werten gesetzt werden und Hinweise liefern, inwieweit die Werte der durchgeführten Studie glaubwürdig sind und von frisch analysiertem Material abweichen. Oslage & Strothmann (1988) geben für den Winter einen umsetzbaren Energiewert für frische Rehnahrung von 5,7 bis 6,2 MJ und für das Frühjahr einen Wert von 6,5 bis 7,0 MJ pro Reh und Tag an. Die hier errechneten Energiewerte [ME_A] eines Waldrehs pro Tag entsprechen im Winter im Mittel 3,7 MJ und für ein Agrarrehe 4,7 MJ. Im Frühling steigen die Werte wie bei den Autoren Oslage und Strothmann (1988) an. Die Energiemengen pro Reh und Tag erreichen hier Werte von 4,9 MJ im Wald und 5,2 MJ im Agrarhabitat.

Drozd & Osiecki (1973) errechneten ähnlich wie Oslage & Strothmann (1988) durch Fütterungsversuchen mit saisonaler Nahrung und anschließender Analyse des frischen fütterungsidentischen Materials die umsetzbare Energieaufnahme für ein 20 kg schweres Reh pro Tag. Ihre Angaben belaufen sich auf 2,8 bis 4,1 MJ pro Reh und Tag im Winter und für die restlichen Jahreszeiten einen durchschnittlichen Wert von 7,8 MJ pro Reh und Tag. Auch dieser Jahresverlauf der Energiewerte ähnelt den Daten dieser Studie sehr, auch wenn bei Drozd & Osiecki (1973) frische Nahrung analysiert wurde und die hier produzierten Daten stark unterschätzt sind.

Der Vergleich der hier ermittelten Energiewerte pro Reh und Tag mit früherer Literatur zeigt im jahreszeitlichen Verlauf starke Parallelen, doch häufig deutlich niedrigere Energiewerte als in den Vergleichsstudien (Drozd & Osiecki 1973, Oslage & Strothmann 1988, Kamler & Homolka 2005). Diese Unterschiede sind auf die Verwendung bereits vorverdauten Materials zur Messung der Energie in unserer Studie zurückzuführen. Die vergleichbaren Studien errechneten den Energiegehalt der Nahrung über den Stickstoffgehalt im Kot oder über eine Analyse von frisch gesammeltem Vegetationsmaterial. Grundsätzliche Unterschiede in den Werten zwischen den Studien lassen sich auf unterschiedliche Nahrungs- und Vegetationsbedingungen in den Untersuchungsgebieten zurückführen.

Umsetzbare Energie (ME) der Nahrung vs. Energiebedarf des Rehwildes

Da die Energie der Nahrung eng an den Habitattyp und die Nahrungsverfügbarkeit gebunden ist, eignen sich Nahrungsenergiewerte von Rehen früherer Studien nicht zwangsläufig zur Beurteilung der hier gemessenen Energiewerte. Eine bessere Einordnung der Nahrungsqualität/-energie unserer Rehpopulationen in den Habitaten auch nach den Jahreszeiten liefert daher der Vergleich mit den Energiebedarfswerten dieser Tiere. Der Abgleich der Nahrungsenergiemenge mit Energiebedarfswerten von Rehen ermöglicht Aussagen über ausreichende Bedarfsdeckungen.

Häufig wird der vegetationsarme Zeitraum von Winter bis Frühlingsende als Energieengpass für Wildwiederkäuer bezeichnet (Sommer 2004, Clauss et al. 2003, Arnold 2013, Arnold et al. 2015). Zu dieser Zeit ist die Vegetation aufgrund kühler Temperaturen noch im Ruhezustand und somit auch die Nahrungsverfügbarkeit limitiert. Gleichzeitig bedingt die photoperiodisch induzierte Hormonumstellung beim Rehwild einen höheren Stoffwechsel und somit einen steigenden Energiebedarf der Tiere (Hartfiel et al. 1985). Dieser gesteigerte Energiebedarf sollte im besten Fall von der im Habitat verfügbaren Nahrung gedeckt werden. Um diesen Sachverhalt beurteilen zu können, wurde die Studie von Weiner (1977) herangezogen.

Weiner (1977) untersuchte bei zahmen Rehen durch respiratorische Stoffwechselversuche den Energiebedarf der Tiere im Winter (Dezember - Februar) und Frühling bis in den Sommer (Mai - August). Die in Weiners Studie angegebenen Energiebedarfswerte [kcal/Tier/Tag] wurden zum besseren Vergleich in MJ/Reh/Tag (1 MJ = 239 kcal) umgerechnet. Auch wenn Weiner die wichtigen Monate März und April nicht untersuchte, so kann zumindest für die restliche Zeit eine Aussage getroffen werden. Er gibt einen Grundruhe-Energiebedarf pro Reh und Tag im Winter von ca. 3,6 MJ und für die restliche Jahreszeit von ca. 4,1 MJ an. Kirchgeßner (1997) geht von einem durchschnittlichen Energiebedarf von 0,5 MJ/ME pro kg^{0,75} KM für Wiederkäuer aus. Das ergibt einen Energieerhaltungsbedarf von 4,7 MJ für ein 20 kg Reh. Für Rehe in freier Wildbahn mit normaler Lokomotion während des Tages sollten diese Werte um 20 % (Kirchgeßner 1997, Windisch mündlich) bis 40 % (Oslage & Strothmann 1988) höher liegen. Somit liegt der Energiebedarf eines wildlebenden Rehes mit durchschnittlicher Bewegungsaktivität bei ca. 5,0 MJ/Tag im Winter und bei ca. 5,8 MJ/Tag im Frühling/Sommer und Herbst. Im Vergleich zu den von Weiners (1977) gemessenen Energiebedarfswerten eines normalen Rehs von 5,0 - 5,8 MJ/Tag mit den in dieser Studie erlangten Nahrungsenergiewerten von durchschnittlich 4,4 MJ/Tag im Wald- und 5,0 MJ/Tag im Agrarhabitat und unter Berücksichtigung der Unterschätzung der Messwerte durch die Verwendung von bereits vorverdaulichem Pansenmaterials kann davon ausgegangen werden, dass in beiden Gebieten der Energiebedarf zu allen vier Jahreszeiten gedeckt war. Im landwirtschaftlich geprägten Gebiet sogar mehr als ausreichend.

Nach Aussagen von Sommer (2004) und Clauss et al. (2003) werden die niedrigeren Energiewerte der Waldrehe durch die geringere Verdaulichkeit und den höheren Faseranteil in der Nahrung zusätzlich kompensiert. Der höhere Faseranteil in der Nahrung sorgt durch gesteigerte Fermentation für eine erhöhte Wärmeabstrahlung des Pansens und damit für einen reduzierten Energieaufwand für die Aufrechterhaltung der Körperkerntemperatur (Hartfiel et al. 1985, Sommer 2004), besonders in der kalten Jahreszeit.

Umsetzbare Energie (ME) pro Panseninhalt

Die aufgenommene Nahrung der Agrarrehe ist, wie eben beschrieben, nicht nur energiereicher, sondern in einer Pansenfüllung befindet sich während der Jahreszeiten Sommer, Herbst und Winter auch etwas mehr Energie. In Anbetracht der aufgenommenen Gesamtenergie pro Panseninhalt relativiert sich das Verhältnis (FO: 1,45 MJ vs. LA: 1,50 MJ) zu den Waldrehen. Beide Rehwildpopulationen zeigen stark parallele Verläufe der Energiewerte pro Panseninhaltsmenge im Jahresverlauf mit einem geringen Abstand zueinander (s. Abbildung 18). In den Jahreszeiten Sommer, Herbst und Winter lässt sich zwar mehr Energie im Pansen der Agrarrehe finden, aber im Frühling tragen die Waldrehe mehr Gesamtenergie im Pansen. Da die Energieanalyse des Pansenmaterials besagt, dass die Nahrungskomponenten der Agrarrehe zu dieser Zeit energiereicher sind, wird davon ausgegangen, dass die Nahrungspflanzen im landwirtschaftlich geprägten Gebiet so energiereich sind, dass deutlich kleinere Mengen davon aufgenommen werden müssen. Aufgrund der geringeren Energiewerte der Nahrungspflanzen im Waldhabitat nehmen die Tiere hier größere Nahrungsmengen zu sich, was auf die gesamte Panseninhaltsmenge gesehen etwas mehr Energie bedeutet. Das lässt darauf schließen, dass Rehe zu Zeiten energieärmerer Vegetation dieses Energiedefizit ausgleichen können, indem sie mehr Nahrung zu sich nehmen.

4.5.3 Fermentationsparameter im Pansensaft

Während der Verdauung der Nahrung im Pansen liegen stets Teile der Nahrungsenergie und der Nährstoffe als Fermentationsprodukte im Pansensaft vor. Bei den Fermentationsprodukten handelt es sich um flüchtige Fettsäuren, Ammoniak und Laktat. Die Konzentrationen dieser Parameter im Pansensaft wie auch der Pansen-pH-Wert sind Anzeiger für die Qualität der Rehnahrung (Brüggemann et al. 1968, Enzinger & Hartfiel 1998, Sommer 2004).

Flüchtige Fettsäuren

Die Mengen an gebildeten flüchtigen Fettsäuren während des Fermentationsprozesses im Pansen sowie ihr Muster bzw. die Fettsäurezusammensetzung liefern wichtige Aussagen über die Qualität und die Energie der aufgenommenen Nahrung (Sommer 2004). Je leichter verdaulich oder energiereicher die aufgenommene Nahrung ist, desto größer sind die Mengen an gebildeten Pansensäuren (Giesecke 1966, Tataruch & Ondersheka 1996). Das Muster der gebildeten Fettsäuren ist dabei stark vom Ausgangssubstrat abhängig (Giesecke 1966). Bei zellulosereicher Nahrung wird vermehrt Essigsäure (ES) gebildet. Die Aufnahme von leichtverdaulichen Kohlenhydraten fördert die Bildung von Propionsäure (PS). Buttersäure (BS) entsteht hauptsächlich durch den Stärkeabbau im Pansen (Giesecke 1966).

Bei Betrachtung der Gesamtkonzentration der flüchtigen Fettsäuren im Pansensaft zeigen die Agrarrehe einen signifikant höheren Zentralwert mit 95,5 mmol/l als die Waldrehe mit 90,8 mmol/l. Dieses Ergebnis deckt sich mit den Fütterungsstudien von Enzinger (1989) sowie Enzinger & Hartfiel (1998) und lässt die Schlussfolgerung zu, dass die Nahrung der Agrarrehe energiereicher ist als die der Waldrehe. Bei der Auftrennung der Gesamtkonzentration in die einzelnen Fettsäuren fällt auf, dass sich die Agrar- und Waldrehe speziell in der Propion- und Buttersäurekonzentration signifikant unterscheiden. Das führt zur Annahme, dass der Gehalt an leichtverdaulichen Kohlenhydraten und Stärke, welche die Propionsäure- und Buttersäurekonzentration erhöhen, in der Nahrung der Agrarrehe stärker vertreten ist. Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977b) kamen zu den gleichen Ergebnissen. In ihrer Studie wurden zwei verschiedene Rehpopulationen verglichen. Die Rehpopulation, die im Habitat mit deutlich energiereicherer/kohlenhydratlastigerer Nahrung lebte, wies höhere Mengen an Propion- und Buttersäure auf als ihre Vergleichspopulation.

Der Vergleich der Gesamtkonzentration an gebildeten Fettsäuren im Pansen der Tiere in beiden Habitaten mit anderen Rehwildstudien erbringt folgende Ergebnisse: Behrend (1999) gibt als Jahresdurchschnittswert der flüchtigen Fettsäuren beim Rehwild 60,3 mmol/l an. Tataruch & Ondersheka (1996) konnten Werte von 94,7 mmol/l (Median) und 92,7 mmol/l (Mittelwert) messen. Im Jahresmittel erreichen die Waldrehe dieser Studie einen Wert von 90,8 mmol/l und

die Agrarrehe einen Wert von 95,5 mmol/l. Enzingers (1989) Rehe erreichen Werte von 96,2 mmol/l. Dass energiereiche Nahrung auch deutlich größere Mengen gebildeter Fettsäuren liefert, konnte Enzinger (1989) bei seinen Fütterungsversuchen zeigen. Die Konzentration der flüchtigen Fettsäuren stieg nach der Gabe des Kraffutters von 94,2 mmol/l auf 96,2 mmol/l an. Unter diesem Aspekt und unter Berücksichtigung der zentralen Fettsäurenwerte von 90 - 95 mmol/l im Pansen der Untersuchungstiere, kann davon ausgegangen werden, dass den Rehen in beiden Habitaten ausreichend Futterqualität und -energie zur Verfügung steht.

Da die gebildeten Gesamtmengen flüchtiger Fettsäuren im Pansensaft die Nahrungsqualität und -energie widerspiegeln, ist von einer Übereinstimmung der Roh Nährstoff- und Energieanalyse auszugehen. Dies bestätigt sich beim Vergleich des Energiegehalts der Nahrung und der Gesamtkonzentration an gebildeten Fettsäuren im Jahresverlauf (s. Tabelle 24). Im Waldhabitat sind die Maxima beider Parameter (Energie- & FFS-Gehalt) im Sommer erkennbar. Ihr Minimum erreichen der Energiegehalt und die Gesamtkonzentration der flüchtigen Fettsäuren im Winter. Ein stark paralleler Verlauf beider Parameter ist auch im landwirtschaftlichen Habitat zu verzeichnen. Die Maxima des Energiegehalts und der Menge an gebildeten Fettsäuren liegen im Herbst. Der hohe Anstieg beider Parameter deckt sich mit dem Maximum der stickstofffreien Extraktstoffe im Pansen der Agrarrehe (s. Tabelle 16). Die stickstofffreien Extraktstoffe bestehen hauptsächlich aus leichtlöslichen Kohlenhydraten und Stärke, wodurch sich der parallele und zeitgleiche Anstieg der Propion- und Buttersäure (s. Tabelle 25) erklärt. Mit dem Abfall der Nahrungsenergie im Winter sinkt auch die Konzentration der flüchtigen Fettsäuren im Agrarhabitat wieder ab.

Jahreszeitliche Schwankungen bei der Konzentration der gebildeten Fettsäuren im Pansen von Rehen konnten auch Behrend (1999) und Tataruch & Ondersheka (1996) feststellen. Stets zeichnen sich Höhepunkte im Frühling, Sommer und Herbst sowie ein Tiefpunkt der Werte im Winter ab. Die Autoren führen diese Schwankungen auf den sich verändernden Nährstoffgehalt der Vegetation je nach Jahreszeit zurück. So hält der Frühling durch den Vegetationsbeginn, der Sommer durch die Reife der Feldfrüchte und der Herbst durch die zusätzliche Nahrungsquelle der Baumfrüchte hohe Energiemengen in der Nahrung bereit. Dem entgegen steht die energieärmere Nahrung im Winter während der Vegetationsruhe mit dem Rückgang der Photosyntheserate der Pflanzen. Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977b) bestätigten diese Annahmen. Sie untersuchten die Konzentration der flüchtigen Fettsäuren bei Rehen im Herbst und fanden speziell dort sehr hohe Werte von 140 - 156 mmol/l. Durch das hohe Angebot an leichtverdaulicher Nahrung (Feld-/Baumfrüchte/Kryptogamen) zu dieser Jahreszeit, überraschen die hohen Fettsäurewerte nicht. Auch die Agrarrehe erreichen zu dieser Jahreszeit den Höhepunkt ihrer Fettsäurenkonzentration im Pansen mit 103,5 mmol/l. Vereinzelt lassen sich im Herbst, Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977b) zufolge extrem hohe Werte von 148,9 mmol/l bei Tieren nachweisen, die im landwirtschaftlichen Gebiet leben.

Acetat/Propionat-Verhältnis

Das Resultat, dass Agrarrehe mit energiereicherer Nahrung auch höhere Konzentrationen an flüchtigen Fettsäuren im Pansensaft erlangen, lässt sich im molaren Verhältnis der Essigsäure zur Propionsäure wiederfinden. Die Menge an leichtverdaulichen Kohlenhydraten in der Nahrung bestimmt das molare Verhältnis beider Fettsäuren (Giesecke & Henderickx 1963, Kirchgeßner 1976, Enzinger 1989, Sommer 2004). Je größer die Menge des leichtverdaulichen Materials in der Nahrung ist, desto mehr Propionsäure wird im Vergleich zu Essigsäure gebildet. Das Verhältnis Essigsäure (C2) zu Propionsäure (C3) verringert sich somit.

Dieser Zusammenhang lässt sich ebenso bei den hier untersuchten Rehen beobachten. Die Agrarrehe weisen während aller vier Jahreszeiten gegenüber den Waldrehe ein engeres Acetat/Propionat-Verhältnis während aller vier Jahreszeiten auf (s. Tabelle 27). So verhält sich die jahreszeitliche Verlaufslinie des Acetat/Propionat-Verhältnisses der Agrarrehe sogar spiegelverkehrt zur Linie der Konzentration an flüchtigen Fettsäuren. Im Herbst zeigt sich das engste Acetat/Propionat-Verhältnis mit 2,2: 1 und zur gleichen Zeit erreicht die Fettsäurenkonzentration ihren Maximalwert.

Die Studien von Behrend (1999) und Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977b), die das Acetat/Propionat-Verhältnis von Rehen mit Raufutterfressern und Intermediärtypen verglichen, zeigen, dass Rehe bei selektierter Nahrung stets das engste Acetat/Propionat-Verhältnis aller untersuchten Wildwiederkäuer mit 2,6: 1 und 2,3: 1 besaßen. Die Rehe des Agrarhabitats liefern ein durchschnittliches Acetat/Propionat-Verhältnis von 2,4: 1 und reihen sich damit in die Ergebnisse des engen Acetat/Propionat-Verhältnisses bei kohlenhydrat-/energiereicher Futteraufnahme ein. Im Rahmen der Studie von Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977b) zeigte eine weitere Untersuchungsgruppe von Rehen, welche sich weniger selektiv und daher rohfaserreicher ernährten, im Durchschnitt ein weiteres Acetat/Propionat-Verhältnis mit 3,3: 1. Dieses Bild ähnelt dem durchschnittlichen Acetat/Propionat-Verhältnis unserer Waldrehe mit einem deutlich weiteren Verhältnis von 2,8: 1 gegenüber den Agrarrehen.

Innerhalb der Studien, die das Acetat/Propionat-Verhältnis im Pansensaft von Rehen untersuchten, sticht besonders das Ergebnis von Enzinger (1989) heraus. Anders als bei unserer und den übrigen Studien weitet sich das Acetat/Propionat-Verhältnis durch Zufütterung von kohlenhydratreicherem Futter, statt sich zu verengen. Das Ergebnis führt Enzinger (1989) auf die stärkere Vermehrung der Protozoen zurück, welche Stärke vermehrt zu Buttersäure, statt zu Propionsäure abzubauen und damit das Acetat/Propionat-Verhältnis weiten. Dieser Verlauf konnte aber bei der hier durchgeführten Studie nicht beobachtet werden.

Giesecke (1966) fand einen engen Zusammenhang des Acetat/Propionat-Verhältnisses mit dem pH-Wert. Er erkannte einen Abfall des Acetat/Propionat-Verhältnisses bei abfallendem pH-Wert.

Die Beobachtung, dass niedrigere pH-Werte ein Ausdruck des engen Acetat/Propionat-Verhältnisses sind, ist auch bei der Betrachtung der beiden Parameterverläufe in unseren Populationen erkennbar: Agrarrehe weisen zu allen vier Jahreszeiten einen niedrigeren pH-Wert und ein engeres Acetat/Propionat-Verhältnis als die Waldrehe auf.

pH-Wert

Im Zuge der Pansensaftanalysen wurde auch der pH-Wert jeder Pansensaftprobe gemessen. Der pH-Wert ist von großer Bedeutung für einen optimalen Ablauf der Fermentation der Nahrung im Pansen und dient daher als Indikator für ein intaktes Pansensystem (Koch 2012). Der pH-Wert steht in direkter Korrelation mit der Gesamtmenge an gebildeten Fettsäuren im Pansen (Brüggemann et al. 1968, Enzinger 1989). Bei übermäßigem Konsum leichtfermentierbarer Nahrungsbestandteile sinkt der pH-Wert als Folge zu rascher Fermentation (Kumar et al. 2006). Es kommt zu einer Anflutung großer Mengen an Pansensäuren, welche von der Pansenwand nur langsam absorbiert werden können. Die fehlende Faserstruktur der Nahrung verursacht zudem eine Reduktion des Wiederkäuens (Kaufmann 1972) und somit eine verminderte Abpufferung der Säuren durch alkalischen Speichel (Giesecke 1963, Enzinger & Hartfiel 1998).

Generell weisen die Waldrehe (pH: 6,39) in unserer Studie gegenüber den Agrarrehen (pH: 6,15) signifikant höhere pH-Wert auf (s. Tabelle 30). Die Betrachtung im Jahresverlauf verdeutlicht die Unterschiede der Pansen-pH-Werte zwischen den Populationen. Bei Agrarrehe zeigt sich speziell im Herbst (pH: 6,24) und Winter (pH: 5,85) ein niedriger pH-Wert. Entsprechend der natürlichen Vegetationsentwicklung durch einen ansteigenden Faseranteil in der Nahrung (s. Abbildung 32) und den damit verbundenen Abpufferungseffekt beim Wiederkäuen, müssten die pH-Werte im Pansen der Tiere im Herbst und Winter jedoch ansteigen (Djordjevic et al. 2006, Popovic et al. 2009). Dieser natürliche Trend ist nur bei den Waldrehen erkennbar. Die sinkenden pH-Werte der Agrarrehe lassen sich mit der Aufnahme kohlenhydratreichen Materials im Herbst und Winter begründen (s. Abbildung 21).

Der Abfall des Pansen-pH-Werts durch diese Form der Nahrungsaufnahme bestätigen auch Enzinger & Hartfiel (1998) und Ritz et al. (2013). In beiden Studien stellten sie eine starke Senkung des pH-Wert bei den Rehen durch Krafffuttergaben oder durch eine zusätzliche Fütterung im Winter fest. Im Falle von Enzinger & Hartfiel (1998) sank der pH-Wert der Rehe von 6,4 auf 5,9 durch Krafffuttergabe. Bei Ritz et al. (2013) wiesen die Tiere ohne Fütterung einen pH-Wert von 5,7, die Tiere mit Winterfütterung einen pH-Wert von 5,5 auf.

Tatsächlich decken sich die zentralen pH-Werte der Waldrehe von pH: 6,4 in dieser Studie mit den Werten von Enzinger & Hartfiel (1998) bzgl. einer normalen Nahrungsaufnahme bei Rehen mit

pH: 6,4. Im landwirtschaftlichen Gebiet tendiert der Pansen-pH-Wert der Rehe mit pH: 6,1 zu Enzinger & Hartfiels (1998) Werten für gesteigerte Kraffutteraufnahme mit einem pH-Wert von 5,9. Die Schlussfolgerung, Rehe hätten durch ihre selektive Ernährungsweise von Natur aus einen sehr niedrigen Pansen-pH-Wert (Hervas et al. 2005), kann mit unserer Studie nicht bestätigt werden. So lassen sich die Werte der Rehe beider Populationen eher im Sollbereich des Pansen-pH-Werts für Hauswiederkäuer zw. pH: 5,8 und 7,5 wiederfinden (Lohse 2000). Dies mag mit Sicherheit dem hohen Rohfaseranteil (FO: zw. 25,5 bis 34,5 %; LA: 22,5 bis 29,1 %) in der Nahrung während des gesamten Jahres in beiden Gebieten geschuldet sein. Möglich ist, dass den Untersuchungstieren bei Ritz et al. (2013) generell deutlich faserärmere Nahrung im Habitat zur Verfügung stand und daraus der niedrigere pH-Wert der ungefütterten Rehe resultierte. Genau dieser Zusammenhang ist gut in den Studien von Djordjevic et al. (2006) und Popovic et al. (2009) erkennbar. Hier weisen die Rehe einen durchschnittlichen Pansen-pH-Wert von 5,7 und 5,8 auf. In beiden Fällen bestand das Untersuchungshabitat zu Zweidritteln aus landwirtschaftlicher Anbaufläche. Die Untersuchungstiere nahmen daher große Teile von Getreide und anderen faserarmen landwirtschaftlichen Feldfrüchten zu sich. Erst als die Nahrung im Winter faserreicher wurde, stieg auch der pH-Wert der Rehe in beiden Studien auf 6,2 und 6,3 an.

Laktat

Der pH-Wert und der Laktatwert des Pansens nehmen direkten Einfluss aufeinander. Bei protein-/kohlenhydratreicher und rohfaserarmer Nahrung wird bei fallendem pH-Wert zunehmend Laktat gebildet (Brüggemann & Giesecke 1968). Sinkt der pH-Wert weiter ab, so geht die Kohlenhydratfermentation in eine reine Milchsäuregärung über (Kaufmann & Rohr 1967, s. Abbildung 29). Die Anreicherung von Laktat im Pansen bewirkt zwar eine vermehrte Entwicklung von Laktatverwertern (Byers & Goodall 1979), allerdings sinkt auch die Zahl der Laktatfermentierer bei sinkendem pH-Wert ab (Slyter 1976). Eine längerfristige Laktatgärung führt somit zu einer Übersäuerung des Pansens und einer gravierenden Schädigung der Mikroorganismen. Der Laktatwert des Pansens wird maßgeblich durch den Energiegehalt und die Qualität der aufgenommenen Nahrung beeinflusst und ist somit ein wichtiger Faktor für die Ausprägung des pH-Werts und dient als guter Indikator für den Zustand der Pansenflora und -fauna.

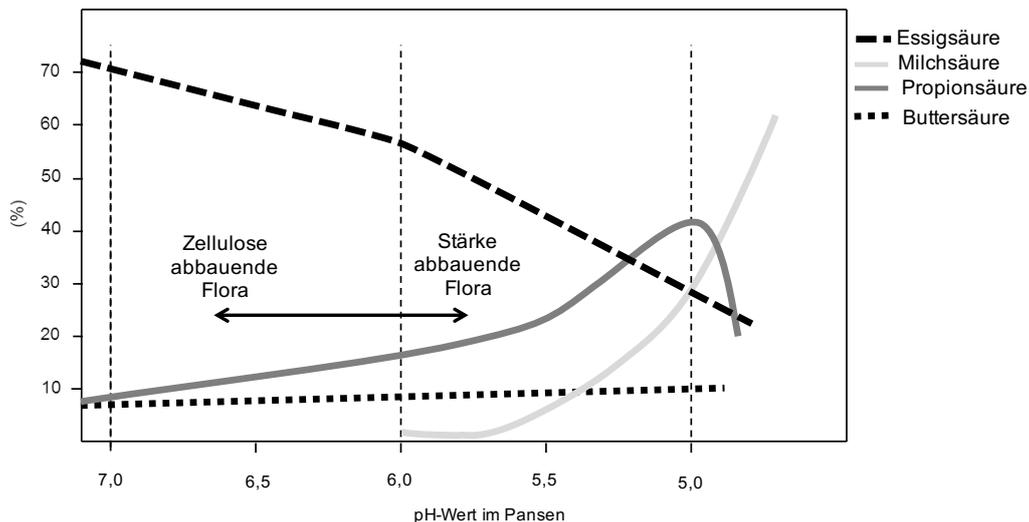


Abbildung 29: Entstehung der Pansenfermentationsprodukte in Abhängigkeit des Pansen-pH-Werts und ihrer Mengen; Quelle: Millen et al. (2016) verändert nach Kaufmann & Rohr (1967).

Die Tatsache, dass energiereiche und faserarme Nahrung höhere Laktatwerte liefert, ist auch in der hier durchgeführten Studie erkennbar. Die Waldrehe, die deutlich faserhaltigere Nahrung zu sich nehmen als die Agrarrehe, weisen einen zentralen Laktatgesamtwert von 3,76 mmol/l auf. Bei den Agrarrehen ist hingegen ein deutlich höherer Laktatgesamtwert von 5,86 mmol/l nachzuweisen. Während des Sommers, Herbst und Winters übersteigt der Laktatwert der Agrarrehe deutlich den Laktatwert der Waldrehe. Gerade in diesen Jahreszeiten ist der Fasergehalt der Nahrung der Agrarrehe geringer und der Kohlenhydratgehalt höher (s. Tabelle 16). Die Laktatmaxima finden sich im Waldhabitat im Frühling und im Agrarhabitat im Herbst. Eine Erklärung dafür liefert der Energiehalt der Nahrung. Die „Laktatspitzen“ decken sich mit den hohen Energiehalten der Rehnahrung bei beiden Populationen zu der genannten Jahreszeit.

Derzeit gibt es keine Studien, die einen direkten Vergleich mit den hier gemessenen Laktatwerten ermöglichen. Bisher waren Prins & Geelen (1971) die einzigen, die bei Wildwiederkäuern wie Rot- und Damwild den Laktatwert im Pansen bestimmten. Sie konnten beim Damwild durchschnittliche Laktatkonzentrationen von 4,0 mmol/l und beim Rotwild von 0,3 mmol/l im Winter messen. Auch wenn ein direkter Vergleich mit Rehen nicht zulässig ist, können sich die Werte der Wald- und Agrarrehe mit 3,8 mmol/l und 5,9 mmol/l bei den Werten des Damwildes mit 4,0 mmol/l einordnen.

Ammoniak

Ammoniak spielt eine zentrale Rolle bei der Verdauung der Nahrung. So entsteht Ammoniak bei der mikrobiellen Zersetzung des Nahrungsproteins und dient den Mikroorganismen zum Aufbau ihres eigenen Mikrobenproteins. Je mehr Ammoniak und Energie in Form von Kohlenhydraten im Pansen ist, umso mehr Proteinbiosynthese der Mikroorganismen ist möglich und desto mehr Mikrobenprotein steht dem Reh bei der anschließenden Verdauung im Labmagen/Dünndarm zur

Verfügung (Reilly et al. 2002). Die Menge des generierten Ammoniaks ist dabei entscheidend. Zu viele Nahrungsproteine schaden den Wildwiederkäuern durch zu große Mengen an gebildetem Ammoniak. Es kommt zu einer Anflutung des Ammoniaks im Pansen (Schröder 2003), da dieser von den Mikroorganismen nicht schnell genug weiterverarbeitet werden kann. Der angereicherte Ammoniak diffundiert durch die Pansenwand in die Blutbahn und wird zur Leber transportiert (ruminohepatischer Zyklus) (Reynolds et al. 2008). Dort wird der Ammoniak in Harnstoff bzw. geringe Mengen Glutamin umgewandelt (Enzinger & Hartfiel 1998, Reynolds et al. 2008). Bei großen Mengen Ammoniaks bedeutet dies langfristig eine Einschränkung der Gesundheit durch eine Leber- und Stoffwechselbelastung. Auch kann es bei hohen Ammoniakgehalten zur Insulinabsenkung im Tierkörper kommen, mit der Folge einer erhöhten Fettabbaurate und starkem Energiemangel.

Auch haben die Protozoen einen entscheidenden Einfluss auf die Ammoniakkonzentration im Pansen (Kreuzer & Kirchgeßner 1986). Denn sie haben die Fähigkeit, die Pansenbakterien zu verdauen, was erneut die Ammoniakfreisetzung fördert (Enzinger & Hartfiel 1998). Durch den Anstieg der Protozoen sinkt der Pansen-pH-Wert, da Protozoen die Fähigkeit besitzen, Kohlenhydrate zu Pansensäuren zu fermentieren und das deutlich rascher als Bakterien (Enzinger 1989). Die entstehenden Säuren senken den pH-Wert im Pansen rasch ab. Ab einem pH-Wert von 4,5 kann der Ammoniak, der bei der Fermentation gebildet wird, nicht mehr durch die Pansenwand transportiert werden (Enzinger 1989). Dies kann bei längerem Andauern zum Tod des Tieres führen.

Eine weitere Wirkung des Ammoniaks im Pansen lässt sich im ruminohepatischen Zyklus finden. Sinkt der Proteingehalt der Nahrung, werden Teile des Ammoniaks nach der Umwandlung zu Harnstoff nicht über den Urin ausgeschieden, sondern im Organismus rezykliert und dem Tier über den Speichel oder die Pansenwand erneut zugeführt (Lengeler et al. 1999). Durch diesen Mechanismus können im Winter Proteinengpässe in der Nahrung ausgeglichen werden (Enzinger & Hartfiel 1998).

Der Ammoniakgehalt im Pansen ist somit ein sensibler Parameter für die ruminale Stickstoffbilanz des Rehpansens. Als Richt- und Grenzwerte des Ammoniakgehalts nennen Juhasz & Szegedi bei Piatrowski & Nagel (1975) einen Bereich zwischen 8,8 - 17,6 mmol/l im Pansensaft bei Rehen. Einen Wert von ca. 58 mmol/l im Pansensaft sehen sie als Obergrenze. Deutz (2010) nennt einen Richtwert des Ammoniaks im Pansen bei Rehen zwischen 5 und 15 mmol/l. Er sieht Werte im Bereich von 30 - 35 mmol/l im Pansensaft als kritisch und 60 mmol/l als hoch toxisch an. Tataruch & Onderscheka (1993) konnten Werte von 15,8 mmol/l (Median) und 19,4 mmol/l (Mittelwert) im Pansensaft von Rehwild in freier Wildbahn finden.

In dieser Studie lag der mediane Ammoniakgehalt im Pansensaft der Waldrehe bei 12,35 mmol/l. Die Werte der Agrarrehe liegen mit 20,64 mmol/l signifikant über den Ammoniakwerten der Waldrehe. Der Ammoniakwert der Waldrehe liegt laut Literatur wie oben gezeigt im Optimalbereich (Piatrowski & Nagel 1975). Der deutlich höhere und über den Sollwerten liegende Ammoniakwert der Agrarrehe lässt sich durch den höheren Rohproteingehalt ihrer Nahrung erklären. Diesen Zusammenhang konnten bereits Drescher-Kaden & Seifelnasr (1977b) in ihrer Studie zu zwei Rehpopulationen in unterschiedlichen Gebieten mit unterschiedlicher Nahrungsgrundlage zeigen. Die Tiere, die sich selektiver und proteinreicher ernährten, wiesen einen Ammoniakwert im Pansensaft von 18,8 mmol/l auf. Die weniger selektiv äsenden Rehe im Vergleichsgebiet einen Wert von 10,6 mmol/l. Enzinger & Hartfiel (1998) konnten bei Fütterungsversuchen mit Rehwild nachweisen, dass protein- und energiereiche Nahrung den Ammoniakwert stark ansteigen lässt. Der Ammoniakwert ihrer Versuchstiere stieg durch die Fütterung von 17 mmol/l auf 29,9 mmol/l.

Die Betrachtung des Ammoniakgehalts im jahreszeitlichen Verlauf zeigt in beiden Habitaten Schwankungen. Das Maximum des Ammoniakgehalts lässt sich in beiden Gebieten im Frühling finden. Einen zweiten Höhepunkt im Ammoniakgehalt zeigen die Agrarrehe im Herbst. Die Maxima des Ammoniakgehalts bei beiden Populationen decken sich mit den Maxima des gemessenen Rohproteins in ihrer Nahrung (s. Tabelle 44 & Tabelle 16) und sind mit dem Beginn der Vegetationsphase und den höheren Zellproteingehalt der Pflanzen zu erklären. Der leichte Ammoniakanstieg bei den Agrarrehen im Herbst entsteht durch die vermehrte Aufnahme von Feld- und Baumfrüchten.

Die jahreszeitliche Darlegung der Ergebnisse zeigt, dass der Ammoniakgehalt nicht allein durch den ruminohepatischen Zyklus bestimmt wird, sondern auch stark durch das verfügbare Nahrungsprotein. Der starke Rückgang des Ammoniakgehalts im Winter bei beiden Rehpopulationen ist besonders dem Rückgang des Rohproteins in der Nahrung geschuldet (s. Tabelle 16). Barth (2000) konnte zudem zeigen, dass es bei Rehen im Winter im ruminohepatischen Zyklus einen hormongesteuerten Rückgang des Harnstoff-Stickstoffgehalt gibt.

4.6 Physiologie

4.6.1 Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens

Die Mikrobiotazusammensetzung und -anzahl im Pansen gibt Aufschluss über die saisonale Anpassung des Verdauungssystems bei Wildwiederkäuern. Die Mikrobiota sind ein empfindlicher Mikrokosmos, welcher rasch auf Veränderungen der Nahrungszusammensetzung und -qualität mit Änderung der Artzusammensetzung und/oder Artanzahl reagiert (Hungate 1966, Enzinger & Hartfiel 1998, Sommer 2004). Durch die Fermentation der aufgenommenen Nahrung mittels der Mikroorganismen kann von einer direkten Kopplung zwischen der Mikrobiotazusammensetzung, der aufgenommenen Nahrung und der daraus resultierenden Pansenfermentationsmuster ausgegangen werden (Brade & Distl 2015). Je zellulosereicher die Nahrung ist, desto höher ist auch die Mikrobiotadiversität. Bei stärkereicher Nahrung nimmt die Diversität der Mikroorganismen im Pansen ab (s. Abbildung 30).

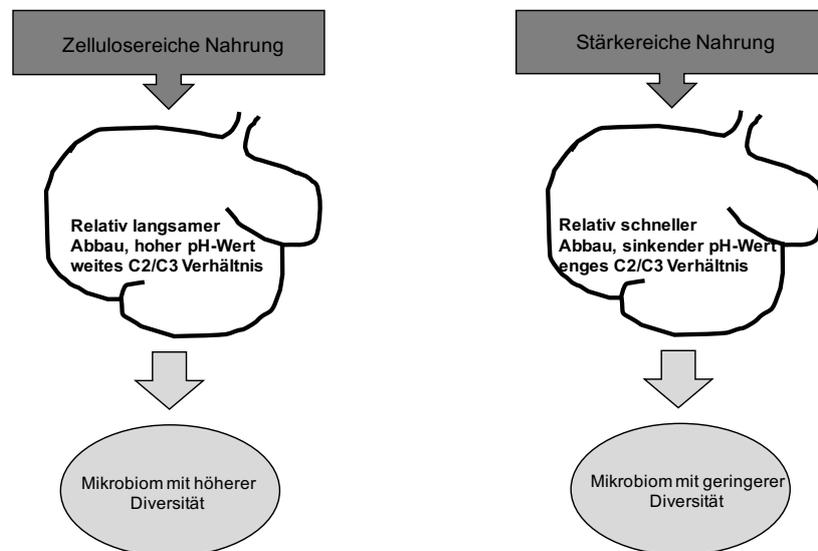


Abbildung 30: Zusammenhang der aufgenommenen Nahrung und der Diversität der Pansenmikrobiota; C2 = Essigsäure, C3 = Propionsäure, verändert nach Brade & Distl (2015).

Die Analysen dieser Studie zeigen deutlich höhere Anzahlen von Mikrobiota im Pansen der Rehe aus dem Waldhabitat gegenüber den Rehen aus dem landwirtschaftlich geprägten Habitat (s. Tabelle 31). Dies trifft auf alle Mikroorganismenarten zu, mit Ausnahme der Protozoen (s. Abbildung 23). Die höhere Anzahl an Bakterien im Pansen von Waldrehen, wie sie auch diese Studie nachweist, führt Buchgräber (2005) auf die größere Nahrungsvielfalt, die gröbere Nahrungsstruktur und den geringeren Protein- und Stärkegehalt der Nahrung in Waldhabitaten zurück. Dies begünstigt das mikrobielle Wachstum der zellulolytischen Pansenbakterien.

Die größere Anzahl anaerober Pilze im Pansen der Waldrehe gegenüber den der Agrarrehe ist mit großer Wahrscheinlichkeit auf den höheren Lignin- und Fasergehalt in der Nahrung zurückzuführen (Orpin & Joblin 1997). Das Vorkommen der Pilze bewirkt einen Anstieg

zellulolytischer Bakterien im Pansen. Laut Brade & Distl (2015) fördern anaerobe Pilze die Entwicklung zellulolytischer Mikroorganismen im Pansen von Wiederkäuern. Das höhere Aufkommen der faserverwertenden Bakterienarten Fibrobakter und Ruminokokken im Pansen der Waldrehe ist ebenso auf den deutlich höheren Fasergehalt der Waldvegetation im Vergleich zur landwirtschaftlichen Vegetation zurückzuführen.

Die generell höhere Anzahl von Mikroorganismen im Pansen der Waldrehe könnte mit der geringeren Anzahl an Protozoen begründet werden. Im Gegenzug würde dies auch die höheren Protozoenzahlen und die generell niedrigeren Bakterienzahlen der Agrarrehe erklären. Protozoen werden durch energie-, eiweiß- und kohlenhydratreiche Nahrung begünstigt (Dennis et al. 1983, Enzinger & Hartfiel 1998, Sommer 2004), was bei den Agrarrehen nachgewiesen werden konnte. Da Protozoen die Fähigkeit besitzen, Bakterien zu verdauen (Enzinger & Hartfiel 1998), tragen sie zur Reduktion der Bakterienpopulation bei und führen zwangsläufig zu einer niedrigeren Bakterienzahl im Pansen der Agrarrehe. Diese These wird von Enzinger & Hartfiel (1998) gestützt, denn durch eine starke Verringerung der Protozoen konnten Enzinger & Hartfiel die Bakterienanzahl im Pansen von Wiederkäuern um das 2- bis 3-fache steigern.

Die mit Hilfe der Pansensaftanalysen ermittelten höheren Ammoniakwerte im Pansensaft der Agrarrehe (s. Abbildung 19), bestätigen, dass in den Pansen der Agrarrehe eine Vielzahl der Bakterien durch Protozoen verdaut werden. Bei der Zersetzung von Pansenbakterien durch Protozoen wird Ammoniak freigesetzt (Jeroch et al. 2008). Dies führt zu höheren Ammoniakwerten im Pansensaft. Die Rehe des Agrarhabitats weisen sowohl höhere Ammoniakwerte im Pansensaft als auch höhere Protozoenzahlen auf. Im Gegensatz dazu lassen sich die niedrigeren Ammoniakwerte der Waldrehe nicht allein durch die geringere Anzahl an Protozoen und die proteinärmere Nahrung erklären, sondern zusätzlich durch die größeren Mengen anaerobe Pilze im Pansen. Diese steigern nicht nur die Bakterienkonzentration, sondern reduzieren auch den Ammoniakgehalt im Pansen, ohne den Proteingehalt negativ zu beeinflussen (Brade & Distl 2015).

Ein weiterer Grund für deutlich geringere Bakterienzahlen im Pansen der Rehe im landwirtschaftlichen Habitat könnten die größere Menge an flüchtigen Fettsäuren (s. Tabelle 24) im Pansensaft sein. Daraus resultiert ein niedrigerer pH-Wert im Pansen der Rehe (s. Abbildung 21). Das saure Milieu vermindert das Wachstum der nützlichen Bakterienarten und begünstigt das Wachstum von Protozoen (Purser & Moir 1959, Brüggemann et al. 1967). Im Gegensatz dazu stehen der deutlich höhere pH-Wert und die höheren Bakterienzahlen im Pansen der Waldrehe. Möglicherweise wird die höhere Anzahl an Bakterien durch das vermehrte Vorkommen der Pilze im Pansen der Waldrehe noch von einer zweiten Komponente begünstigt. Laut Brade & Distl (2015) tragen die anaeroben Pilze auch zur Stabilisierung des Pansen-pH-Werts bei.

Ein weiterer Aspekt der Mikrobiotaanalyse betrachtet die Entwicklung der Mikrobiota nach Jahreszeit. Während des Frühlings und Sommers zeigen die Waldrehe relativ konstante Gesamtzahlen an Mikroorganismen. Das Maximum der Mikroorganismenkonzentration wird im Waldhabitat im Herbst und Winter erreicht. Dies könnte auf die Veränderung der Nahrungsqualität zurückzuführen sein. Der Fasergehalt und der Kohlenhydratgehalt der Nahrung nimmt gegen Herbst und Winter im Waldhabitat stark zu. Das begünstigt die Entwicklung der Bakterienstämme und fordert eine höhere Leistungsfähigkeit und Diversität der Mikrobiota.

Bei den Agrarrehen stellt sich im Frühling ein Tief ein und von Sommer bis Winter sind relativ konstante Mikroorganismenkonzentrationen zu verzeichnen. Festzuhalten ist, dass die Mikrobiotawerte der Agrarrehe weniger stark fluktuieren. Die Gründe hierfür könnten in den geringeren qualitativen Schwankungen der Nahrung während den Jahreszeiten sowie in der einseitigeren Ernährungsweise der Rehe in Ackerbaugebieten liegen (Buchgraber 2005).

Brüggemann et al. (1967) untersuchten ebenfalls die Mikroorganismenzahlen beim Rehwild im Jahresverlauf. Die Ergebnisse stimmen mit denen dieser Studie im Großen und Ganzen überein, denn auch bei Brüggemann et al. (1967) nehmen die Mikroorganismen im Sommer ab und steigen im Herbst und Winter stark an. Die Mikroorganismenzahlen der Waldrehe der vorliegenden Studie bleiben im Winter konstant, die der Agrarrehe steigen wie bei Brüggemann et al. (1967) an. Allerdings diagnostiziert Hofmann (2007) einen Abfall der Pansenmikroorganismenzahlen im Winter. Eine Ursache für die unterschiedlichen Ergebnisse der vorliegenden Studie und Hofmanns (2007), könnte in der unterschiedlichen Äsungsgrundlage der Studienhabitats liegen (Brüggemann et al. 1967, Prins & Geelen 1971). Häufig herrscht Nahrungsmangel im Winter. Ein Sachverhalt, der in dieser Studie in beiden Habitats nicht vorgefunden wurde. Den Anstieg der Mikroorganismenzahlen im Herbst und Winter führt Brüggemann et al. (1967) auf die Änderung der Futterbeschaffenheit (mehr Fasern) zurück.

Ergänzend muss gesagt werden, dass die Anpassung der Pansenflora und -fauna einen komplexen Vorgang darstellt, der durch viele Faktoren beeinflusst werden kann. So sind Brüggemann et al. (1967 & 1968) und Prins & Geelen (1971) der Meinung, dass die Anpassung der Pansenflora und -fauna stark abhängig ist von den Jahreszeiten, dem Nahrungsangebot und dem Biotop. Die Mikrobiotazusammensetzung ist zudem auch arttypisch und wird nicht allein durch die Nahrungswahl (Clauss et al. 2011), sondern häufig auch vom Alter des Tieres oder dem Gesundheitszustand des Pansens beeinflusst (Stewart & Bryant 1988).

4.6.2 Kondition der Tiere

Körpergewicht

Das zentrale Gesamtgewicht der im Wald lebenden Tiere liegt bei 15,0 kg, das der Agrarrehe liegt mit 15,5 kg nur geringfügiger höher. Bei genauerer Betrachtung der Gewichtsentwicklung (ohne Kitze) im Jahresverlauf wird deutlich, dass beide Populationen im Sommer die niedrigsten Körpergewichte aufweisen. Die Gewichtsabnahme zu dieser Jahreszeit wird auch in anderen Studien bestätigt und hat biologische Gründe (Ellenberg 1978, Deipenbrock 1985). Oft ist dieser Gewichtsverlust begründet durch das Brunftgeschehen und die zuvor stattfindenden Territorialkämpfe (Ellenberg 1978, Wotschikowsky & Schwab 1994, Danilkin & Hewison 1996). Neben dem hohen Energieverbrauch zu dieser Zeit nehmen die Böcke in dieser Phase nur wenig Nahrung zu sich (Brüggemann et al. 1967). Auch liegt die Setzzeit und die Laktationszeit im Sommer. Dadurch verlieren die weiblichen Tiere stark an Gewicht (Danilkin & Hewison 1996). Dieser Faktor kann bei der hier durchgeführten Studie jedoch vernachlässigt werden, da kein führendes Rehwild (Mutttertier) erlegt worden ist.

Ein weiterer Aspekt für geringere Körpergewichte der Tiere im Sommer liegt sicher auch in der Abnahme der Nahrungsqualität zu dieser Zeit (Stubbe 1997). Gerade im Sommer sinkt die Nahrungsqualität der Pflanzen durch vermehrte Einlagerung von Zellulose. Gleichzeitig sinkt der Proteingehalt der Nahrung, welcher in diesem Stadium noch nicht durch den nur langsamen Anstieg der stickstofffreien Extraktstoffe ersetzt worden ist. Ellenberg (1978) und Reimoser (2006) sprechen von einem weiteren Gewichtseinbruch durch einen Mangel an Nahrung bei Rehen in freier Wildbahn. Demnach wäre ein Gewichtsminimum im Winter zu erwarten. Dies kann durch unsere Ergebnisse nicht bestätigt werden. Beide Rehpopulationen zeigen konstante Gewichte oder sogar eine Zunahme ihrer Gewichte im Winter. Zu einem ähnlichen Ergebnis kamen auch Danilkin & Hewison (1996), die für Waldrehe nur einen leichten Gewichtsverlust, bei den Feldrehe hingegen eine Gewichtszunahme feststellten. Die in dieser Studie gemessenen Gewichtskonstanzen oder Gewichtszunahmen der Rehe während des Winters weisen auf eine gute und ausreichende Nahrungsverfügbarkeit und -qualität hin.

Ihr Gewichtmaximum erreichen die Rehe im landwirtschaftlichen Habitat im Herbst. Das lässt sich durch das spezifische Nahrungsangebot des Herbstes mit Eicheln, Bucheckern und anderen Baumfrüchten sowie mit der gesteigerten Intensität der Nahrungsaufnahme (Hofmann & Herzog 1980, Deipenbrock 1985) erklären. Einen Gewichtsanstieg im Herbst fanden auch Enghofer (1990) und Deipenbrock (1985) in ihren Studien. Bei Enghofer stieg das Gewicht von September bis November von 15,5 kg auf 16,8 kg, bei Deipenbrock (1985) sogar von 10,0 auf 17,0 kg an. Ihr maximales Gewicht erreichen die Waldrehe erst im Winter. Das Gewichtmaximum der Agrarrehe, dass sich bereits im Herbst einstellt, ist bedingt durch die gesteigerte Aufnahme der Feld- und

Baumfrüchte, welche deutlich mehr Energie beinhalten und somit bereits im Herbst zur Anreicherung von Fettreserven dienen (Deipenbrock 1985). Im Waldhabitat benötigt die Gewichtszunahme etwas mehr Zeit, da die Nahrungsqualität im Herbst geringer ist und somit das Anreichern der Fettreserven langsamer erfolgt. Ähnliche Beobachtungen konnten auch Hewison et al. (2009) bei ihren Untersuchungen machen. Die Rehe, welche heterogene Agrarflächen besiedelten, erreichten im Gegensatz zu Rehen, die im Wald lebten, ihre Winterreserven schneller. Auch überstieg das durchschnittliche Gewicht der Agrarrehe das der Waldrehe.

Die leichte Gewichtsabnahme (ca. 1,0 kg) der Waldrehe im Frühling liegt im Normalbereich (s. Stubbe 1966, Deipenbrock 1985) und deutlich über den Gewichtsminima des Sommers beider Rehwildpopulationen. Der leichte Gewichtsanstieg der Agrarrehe im Frühling zeigt, dass die Nahrung dort offenbar früher verfügbar ist als im Waldhabitat. Zusammenfassend betrachtet, sind die Gewichtsschwankungen bei beiden Populationen gering. Diese Beobachtung machten auch Wallach et al. (2009). Die Erklärung für relativ konstante Gewichte beim Rehwild über das gesamte Jahr führen Wallach et al. (2009) auf die polyphage Natur des Rehwildes, also auf die Fähigkeit zurück, sich den Nahrungsverfügbarkeiten je nach Jahreszeit anzupassen.

Nierenfettindex

Wie bereits bei der Messung der Körpergewichte, so zeigen auch die Nierenfettindizes der Rehe in beiden Gebieten nur geringe Unterschied. Ein sehr geringfügiger Unterschied besteht im Frühling, Sommer und Winter. Hier scheinen die Tiere nahezu gleiche Nierenfettindizes zu haben. Allein im Herbst weisen die Rehe des Agrarhabitats höhere Indizes auf. Dieses Ergebnis deckt sich mit den Untersuchungen der Gewichte. Der Grund für höhere Nierenfettindexwerte ist auf eine bessere Nahrungsqualität des Agrarhabitats im Herbst zurückzuführen. Auch Warren & Kirkpution (1982) sowie Santos et al. (2013) konnten mit Hilfe von Fütterungsversuchen belegen, dass durch qualitativ hochwertige Nahrung die Kondition der Tiere steigt.

Der starke Anstieg der Nierenfettindexwerte beider Rehpopulationen im Herbst ist nicht überraschend, denn diesen Sachverhalt bestätigen auch Deipenbrock (1985) und Enghofer (1990). Georgiis (1973) Studie analysierte das Nierenfett und nicht den Nierenfettindex, aber auch hier stieg gegen Ende des Herbstes das Nierenfett von 30 g auf 80 g an. Bei Enghofer (1990) lag der Nierenfettindex der Rehe im September bei 35 % und stieg bis November auf 125 %. Der Nierenfettindex der Agrarrehe dieser Studie steigt im Herbst auf 102 %, jener der Waldrehe auf 75 %. Im Winter steigt der Nierenfettindex der Waldrehe weiter an auf 79 %. Die Agrarrehe erreichen im Winter mit 81 % fast den gleichen Wert. Im Frühjahr erreichen beide Rehpopulationen einen gleichen Ausgangswert von 11 %. Die Nierenfettindex-Minima beider Populationen sind im Sommer zu finden, was mit Sicherheit auf das Brunftgeschehen zurückgeführt werden kann.

4.6.3 Stresssignale im Kot

Das Habitat und seine Strukturen können großen Einfluss auf das Langzeitstressniveau von Tieren haben. So kann beispielsweise durch eine geringe Habitatkapazität, zu wenig Nahrungsverfügbarkeit oder auch durch Habitat-Fragmentierung/-frequentierung Langzeitstress bei Tieren entstehen. Bereits durchgeführte Studien zeigen deutlich, dass die Habitat-Fragmentierung bzw. das Leben in der Nähe von Autostraßen (Millspaugh et al. 2001, Navarro-Castilla et al. 2014, Zbyryt et al. 2017) oder auch menschliche Aktivitäten (Thiel et al. 2011, Zwijacz-Koziac et al. 2012, Rehnus et al. 2014, Gentsch et al. 2018) die Glukokortikoidmetabolitenkonzentration (GCM) im Kot oder Blut von Wildtieren deutlich erhöhen kann. Obwohl beide Untersuchungsgebiete stark fragmentiert sind und ganzjährig wenn auch unterschiedlich stark frequentiert werden, zeigen sich hier keine signifikanten Unterschiede zwischen den Habitaten, wenn auch die Rehe aus dem landwirtschaftlich geprägten Gebiet tendenziell höhere Werte aufweisen. Zu gleichen Ergebnissen kommen auch Sauerwein et al. (2004), die GCM-Werte beim Rotwild in sieben verschiedenen Gebieten untersuchten und auch dort keine Unterschiede im GCM-Gehalt bezüglich der Habitatqualität feststellen konnten. Dalmau et al. (2005) konnten bei der Untersuchung von Gamswild keinen Effekt bedingt durch menschliche Störungen in verschiedenen Habitaten finden. Diese Ergebnisse deuten auf eine hohe Adaptionfähigkeit des Rehwildes an sein jeweiliges Habitat und den damit verbundenen Störungen an.

Es lassen sich allerdings saisonale Unterschiede bzw. ein Einfluss der Jahreszeit auf den Glukokortikoidwert im Kot feststellen. Die höchsten GCM-Werte weisen die Rehe im Frühling und Sommer auf. Die Werte fallen im Herbst und Winter deutlich ab. Gleiche Ergebnisse fanden Millspaugh et al. (2001) bei ihrer Untersuchung von Rothirschen. Die deutlich höheren Werte im Sommer führt Millspaugh et al. (2001) auf die höheren Temperaturen, die gesteigerten menschlichen Aktivitäten und die auf diese nahrungsreiche Jahreszeit angepasste Stoffwechselrate zurück. Die niedrigen Werte im Winter erklärten sie, wie auch Rehnus et al. (2010) und Zbyryt et al. (2017), mit der reduzierten Stoffwechselrate der Tiere bedingt durch niedrige Temperaturen. Ein weiterer Grund für die hohen Werte im Frühling und Sommer könnte der Fellwechsel sein. Je nach Alter der Tiere färben die Tiere früher oder später. Dieser Vorgang kostet den Organismus Energie und könnte daher zu vermehrter Bildung von GCM führen (Romero 2002, Romero et al. 2007). Ein weiterer wenig beachteter Grund für die höchsten Werte im Frühling könnte die Tatsache sein, dass Rehwild während der kalten Jahreszeit seinen Stoffwechsel senkt. Da diese physiologische Anpassung photoperiodisch und temperaturabhängig gesteuert wird, steigt der Stoffwechsel und Energiebedarf mit zunehmender Tageslänge und Temperatur wieder an (Weiner 1977, Hartfiel et al. 1985, Oslage & Strothmann 1988). Dies hat häufig zur Folge, dass die Tiere gesteigerte

Stoffwechselraten haben ohne diese ausreichend decken zu können, denn die Nahrungsverfügbarkeit ist zu dieser Zeit in manchen Habitaten (z.B. Gebirgshabitat) noch zu gering. Eine mögliche Folge könnte Stress durch Nahrungsmangel sein, was eine Erhöhung der GCM-Werte im Kot bewirken könnte (Keay et al. 2006). Ähnliches konnten Konjević et al. (2011) bei Damwild zeigen. Die höchsten GCM-Werte hatten die Tiere im März und Mai. In einer dreijährigen Studie über Gamswild von Dalmau et al. (2005) wurde gefunden, dass die Gämsen in zwei von drei Jahren die höchsten GCM-Werte im März hatten. Zugleich wies die Messung des Stickstoffgehalts im Kot, ein Indikator für die Nahrungsqualität, im März die niedrigsten Gehalte auf. Allerdings ließen sich bei Konjević et al. (2011) auch hohe Werte im November finden. Bei Huber et al. (2003), Corlatti et al. (2011) und Corlatti et al. (2014) ließen sich sogar ausschließlich im Dezember und Januar die höchsten GCM-Werte finden. Die Nahrungsanalysen dieser Studie zeigen, dass die Hypothese des Nahrungsmangels als Ursache für höhere GCM-Werte fragwürdig ist. Die Nahrungsanalysen belegen eine ausreichende Qualität und Energiemenge in der Nahrung im Frühling. Die Gründe für die hohen Stresswerte der Tiere im Frühling sind mit Sicherheit multifaktoriell verursacht. Auch das Setzen und die Aufzucht der Jungen im Spätfrühling/Frühsummer kann für die Tiere eine Stressbelastung (Romero 2002, Romero et al. 2007) sein. Dieser Faktor kann aber für die vorliegende Studie ausgeschlossen werden, da Muttertiere nicht betrachtet wurden.

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass die GCM-Werte im Kot der Tiere während des Jahresverlaufs stets Schwankungen aufweisen. Diese können je nach Tierart und saisonalem Ereignis wie z.B. Temperaturminima/-maxima, Nahrungsknappheit, Fellwechsel, Paarungs- und Setzzeit unterschiedlich stark ausfallen. Die Ergebnisse der Studie legen den Schluss nahe, dass Rehwild niedrigere GCM-Werte während der kalten und höhere GCM-Werte in der warmen Jahreszeit aufweist. Da in anderen Studien (Huber et al. 2003, Corlatti et al. 2011, Corlatti et al. 2014) gezeigt werden konnte, dass die Temperatur und die Schneehöhe entscheidenden Einfluss auf die GCM-Produktion von Wildwiederkäuern haben können, sollte dieser Sachverhalt in Zukunft mit erhoben und auf einen Zusammenhang geprüft werden.

4.6.4 Multifaktorielle Einflüsse auf die Physiologie

Die Analyse auf multifaktorielle Einflüsse auf die GCM-Konzentration der Rehwildpopulationen zeigt nicht nur einen starken Einfluss der Jahreszeiten, sondern auch des Geschlechts. Um allerdings geschlechtsspezifische Unterschiede der GCM-Konzentration im Kot von Rehen messen zu können bedarf es einer geschlechtsspezifischen Validierung. Bereits vorausgegangene Studien betonen stets die Wichtigkeit einer Validierung des GCM-Messverfahrens für die einzelnen Arten (Millspaugh & Washburn 2004, Touma & Palme 2005). Dies gilt auch für die Geschlechter einer Art. Die Validierung für das Rehwild, einem Wildwiederkäuer, wurde von Dehnhard & Clauss (2001) durchgeführt. Leider konnte bei dieser Studie aber keine Geschlechtsvalidierung durchgeführt werden, da nur fünf kastrierte männliche Rehböcke zur Verfügung standen. Weitere Studien über Rehwild, die versuchen, mögliche Unterschiede zwischen den Geschlechtern zu erfassen, gibt es bis dato nicht. Die vorliegende Studie befasst sich somit zum ersten Mal mit der GCM-Messung von weiblichen und männlichen Rehen. Die Notwendigkeit einer geschlechtsspezifischen Validierung resultiert bereits aus anderen Studien zu Wiederkäuern (Bubenik et al. 1998, Turner et al. 2002, Van Lier et al. 2003, Ashley et al. 2011), die signifikante Unterschiede bei der GCM-Messung zwischen den Geschlechtern fanden. In der vorliegenden Studie konnte ebenfalls ein starker Einfluss des Geschlechts auf den GCM-Gehalt entdeckt werden. Dabei hat das männliche Geschlecht einen größeren Einfluss auf den GCM-Gehalt als das weibliche Geschlecht. Bubenik et al. (1998) konnten bei Rentieren nur in einzelnen Monaten Unterschiede der Stresslevel zwischen den Geschlechtern erkennen. So lagen die Kortisolwerte der Männchen im Juni deutlich über denen der Weibchen. Die Weibchen hingegen übertrafen im Oktober die Werte der männlichen Tiere. Van Lier et al. (2003) konnten bei weiblichen Schafen konstant höhere Werte nach einer ACTH-Zugabe detektieren. Ashley et al. (2001) fanden bei Rentieren keine Unterschiede zwischen den Geschlechtern bezüglich der im Kot gemessenen GCM-Mengen. Allerdings ließ sich bei den Weibchen eine verlängerte GCM-Ausscheidung beobachten, je höher die zugeführte ACTH-Dosis war. In den Studien von Sauerwein et al. (2004) und Huber et al. (2003) über Rotwild, sowie von Millspaugh et al. (2001) über Wapitis konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Geschlechtern gemessen werden.

Worauf der geschlechtsspezifische Einfluss der GCM-Werte in der vorliegenden Studie zurückzuführen sind, lässt sich somit schwer beurteilen. Die deutlich höheren Werte der Männchen gegenüber den Weibchen im Frühling könnten auf die beginnende Territorialität der Böcke hindeuten. Im Winter schließen sich die sonst einzeltägerisch lebenden Rehe oft zu Sprüngen zusammen. Mit steigender Temperatur im Frühling kommt allerdings die Territorialität der Böcke wieder zum Tragen, was durch eine verstärkte Reviermarkierung

(Plätzen und Fegen) deutlich wird (Stubbe 2008). Dies könnte für den Anstieg der GCM-Wert bei den männlichen Tieren ursächlich sein. Zudem liegen die Werte der Böcke auch im Sommer über denen der Geißen (unveröffentlichte Daten). Hier könnten die Anstrengungen der Brunft als Ursache aufgeführt werden (Corlatti et al. 2014). Ein weiterer Punkt könnten mögliche Metabolisierungsunterschiede des Kortisols zwischen den männlichen und den weiblichen Tieren sein (Touma et al. 2003). Die teils unterschiedliche Metabolisierung des Kortisols führt zu unterschiedlichen GCM-Produkten im Kot, die das verwendete Assay unterschiedlich gut oder schlecht detektieren kann. Somit können unterschiedliche GCM-Konzentrationen im Kot gemessen werden. Letztendlich ist es jedoch schwierig, die exakten Ursachen ohne eine genaue Geschlechtsvalidierung zu lokalisieren. All diese Ergebnisse verdeutlichen die zwingende Notwendigkeit einer Validierung der Assays mittels HPLC Analyse sowohl für männliche, als auch für weibliche Rehe.

Die multifaktorielle Analyse zeigt ebenso einen Einfluss des Geschlechts und der Altersklasse auf das Körpergewicht und die Kondition der Rehe. Faktoren wie das Brunftgeschehen, das Setzen/Laktieren der Jungtiere spielen mit Sicherheit dabei die wichtigste Rolle. Allerdings darf dabei auch nicht der Reproduktionserfolg unberücksichtigt bleiben. Von Andersen & Linnell (2000) ist bekannt, dass weibliches Rehwild mit überdurchschnittlichem Körpergewicht (> 25,0 kg Lebendgewicht) einen 40 % höheren Reproduktionserfolg aufweist als Tiere mit niedrigeren Körpergewichten. Daher darf nicht außer Acht gelassen werden, dass in Gebieten mit ausreichend qualitativ hochwertiger Nahrung, wie es in den Untersuchungsgebieten gegeben ist, aufgrund der guten körperlichen Verfassung des weiblichen Rehwildes, deutlich höhere Reproduktionsraten möglich sind. Eine energiereichere Nahrung liefert zudem energiereichere Milch zur Laktation der Jungtiere (Reichetanz et al. 2013). Dadurch können höhere Gewichte bei den Kitzen erreicht werden. Die Jungtiere nehmen bereits ab der dritten Woche regelmäßig Grünfütterung zu sich (Pinter 1963). Somit trägt der Energiegehalt der Grünfütterung ebenfalls zum Entwicklungserfolg der Jungtiere bei. Fruzinski et al. (1982) konnten in ihrer Vergleichsstudie zwischen einem energiereichen Nahrungshabitat und einem energieärmeren Nahrungshabitat zeigen, dass besonders die Jungtiere des energiereichen Nahrungshabitats deutliche höhere Körpergewichte (ca. 2,0 - 5,0 kg) als ihre Artgenossen im Vergleichshabitat aufwiesen.

5. Schlussfolgerungen

Im Arbeitsbereich „Nahrungsaufnahme“

Panseninhaltsbestandteile und -menge

Da sich in den Untersuchungsgebieten zu allen Jahreszeiten ein vielseitig und ausreichend gefüllter Panseninhalt bei beiden Rehpopulationen wiederfand, kann davon ausgegangen werden, dass beide Habitate, selbst in ihrer Verschiedenheit des Nahrungsvorkommens, den Tieren ganzjährig ausreichend Nahrung bereitstellen. Es konnten bei der Analyse der Panseninhaltsbestandteile keine Anzeichen von Nahrungsknappheit (Ernteschock/Notzeit) in den Habitaten der Populationen gefunden werden. Trotz der Vielseitigkeit des Nahrungsangebotes in den Habitaten war erkennbar, dass die Rehe des landwirtschaftlich geprägten Habitates den Konsum von energiereichen landwirtschaftlichen Felderzeugnissen präferieren. Dieses opportunistische Verhalten spiegelt das Anpassungsverhalten des Rehwildes und lässt die Schlussfolgerung für Gründe des starken Zuwachses der Rehwildpopulationen in den letzten Jahrzehnten in unserer Kulturlandschaft zu.

Im Arbeitsbereich „Nahrungsqualität“

Nährstoffe, umsetzbare Energie und Fermentationsparameter

Alle Nahrungsqualitätsanalysen bestätigen ein ganzjährig hochwertiges und ausreichende Nahrungsauskommen in beiden Gebieten, welches natürlichen und jahreszeitlichen Schwankungen unterliegt. Grundsätzlich weist die Nahrung des landwirtschaftlichen Gebiets höhere Qualität aus. Betrachtet man jedoch die Nahrungsqualität nicht als isolierten Einzelwert, sondern berücksichtigt man den Tageskonsum/Nahrungsaufnahmemenge der Rehe mit, stellt sich heraus, dass die Rehpopulation des Waldhabitates die gleiche Nahrungsenergie pro Tag zu sich nimmt wie die Rehpopulation des landwirtschaftlichen Habitates allein durch Steigerung der Nahrungsaufnahmemenge. Die Rehpopulation des landwirtschaftlichen Habitates zeigt zusätzlich zu ihrer energiereichen Nahrungsaufnahme eine gesteigerte Aufnahme von Gras. Somit hat auch diese Rehpopulation eine geeignete Strategie gefunden, um trotz hoher Energiemengen in der Nahrung ihr Verdauungssystem stabil zu halten. Die beiden unterschiedlichen Verhaltensstrategien der Nahrungsaufnahme verdeutlichen das hohe Anpassungsvermögen des Rehwildes. Auch wird durch die Analyse der Rohnährstoffe deutlich, dass als wichtigste Energiequelle der Rehnahrung nicht die Rohproteine sondern vielmehr die stickstofffreien Extraktstoffe (Kohlenhydrate) in beiden Populationen dienen. Als Schlussfolgerung kann festgehalten werden, dass beiden Rehpopulationen auf ihre eigene Weise ganzjährig ausreichend qualitativ hochwertige Nahrung zur Verfügung steht. Eine Nahrungsnotzeit oder Ernteschock kann in beiden Untersuchungsgebieten während der gesamten Studienzeit ausgeschlossen werden. Eine Herbstmastsimulation oder Fütterung der Rehpopulationen ist in beiden Habitaten nicht notwendig.

Mikrobiotadichte und -diversität des Pansens

Das qualitätsärmere aber diversere Nahrungsspektrum der Waldrehe führt zu höheren und artenreicheren Vorkommen der Mikroorganismen, im speziellen der Faserverwerter. Das energiereiche und monotonere Nahrungsspektrum der Agrarrehe führt zu einem geringeren und artenärmeren Vorkommen der zellulolytischen Mikroorganismen im Pansen. Daraus lässt sich schließen, dass qualitäts- energiereiche Nahrung, wie das Nahrungsangebot der heutigen Agrarlandschaft zur Veränderung bzw. Reduktion des natürlichen zellulolytischen Mikrobiotavorkommens und einer Steigerung der Stärkeverwerter (Protozoa) bei Wildwiederkäuern führt. Die experimentellen HFT-Analysen mit Rehpanrensaft und die Mikrobiotaentwicklung im Jahresverlauf legen nahe, dass Rehwild die Fähigkeit besitzt, sein Verdauungssystem (Mikrobiotazusammensetzung) den nahrungs- und jahreszeitlichen Bedingungen anzupassen um stets das Optimum aus der Nahrung zu gewinnen. Dies veranschaulicht das hohe Anpassungsvermögen des Rehwildes.

Kondition, Körpergewicht und Stresssignale

Obwohl die Analysen dieser Arbeit Qualitätsunterschiede der Nahrung zwischen den Habitattypen offenbaren, hat dies keinen signifikanten Einfluss auf die Kondition und das Körpergewicht der Rehe. Denn die Rehpopulation im Waldhabitat hat offensichtlich eine Möglichkeit gefunden, durch die Aufnahme größerer Nahrungsmengen, die niedrigere Nahrungsqualität des Waldhabitats auszugleichen. Da zudem die Kondition beider Rehpopulationen über den Herbst und Winter gut waren, es zu keinen signifikante Konditions- oder Körpergewichtseinbrüchen während des Jahresverlaufs kam, sowie die Anzeichen für Langzeitstress in den Populationen gering waren, gibt es keinen Grund zur Annahme von Nahrungsengpässen. Die höhere Konzentration der Stresssignale sowie die moderate Gewichtsabnahme im Frühling und Sommer lässt vielmehr auf biotischen Faktoren wie dem Fellwechsel und dem Brunftgeschehen schließen. Denn auch zu diesen beiden Jahreszeiten bestätigen die Analysen dieser Arbeit beiden Rehpopulationen eine gute Nahrungsqualität und -verfügbarkeit in ihren Habitaten.

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass diese Arbeit durch ihren systemtheoretischen Ansatz, vertreten mit den beiden Modelgebieten Wald und Agrarlandschaft, die heutige Kulturlandschaft in Bayern als gut geeigneten Wildlebensraum für Rehe bewertet.

6. Ausblick

In der vorliegenden Arbeit wurden die Qualität der Nahrung und spezielle ernährungsphysiologische Eigenschaften wie Kondition, Langzeitstress und Mikrobiotaanpassung von wildlebenden Rehen nach einem systemtheoretischen Ansatz analysiert und bewertet. Dies geschah in zwei Modellhabitaten, einem Wald- und einem Agrarhabitat. Die Ergebnisse dieser Studie lassen Schlüsse auf Gebiete mit ähnlichen Habitatbedingungen zu. Dennoch sollten weitere und vor allem grundlegend andere Rehwildhabitate in Bayern überprüft werden. Beispielsweise könnten Bergwaldgebiete im Alpenraum, mit ihren besonderen Habitatbedingungen und Schutzwaldfunktionen innerhalb der Thematik „Ernährung und Ernährungsphysiologie des Rehwildes“ in weiterführenden Studien wertvolle bzw. ergänzende Erkenntnisse liefern.

Der Vergleich der In-vitro-Methode von Hammel und Reh erwies sich zur Abschätzung der Pansensaftanpassung an die saisonale Vegetation als zielführend. In der vorliegenden Studie konnten allerdings nur zwei Versuchsansätze durchgeführt werden. Damit sind die Ergebnisse vielmehr als richtungsweisend zu interpretieren und nicht als eindeutiges Resultat. Hier würde eine ergänzende Versuchsreihe mit mehreren In-vitro-Ansätzen mit Rehpannsensaft sicherlich einen Erkenntnisgewinn liefern.

Die Mikrobiotaanalyse war die erste molekularbiologisch durchgeführte Studie bei Rehpopulationen in Europa. Im Zuge dieser Untersuchung gelang es, die wichtigsten funktionellen Hauptgruppen des ruminalen Mikrobioms beim Rehwild zu charakterisieren. Da diese Untersuchung zum ersten Mal durchgeführt wurde, kamen Primer von Hauswiederkäuern zum Einsatz. Leider blieb die Verwendung des Amylyolyten-Primers erfolglos. Darauf aufbauende, molekularbiologische Untersuchungen mit speziell für das Rehwild modellierten Primern könnten spezifischere Ergebnisse über die Dichte und die Diversität des Mikrobioms liefern.

Bei der Bestimmung der Kondition der Rehe wurde ergänzend zum Körpergewicht auch der Nierenfettindex herangezogen. Wegen der differierenden Probenentnahme verschiedener Probanden beinhaltet die Aussagekraft des Nierenfettindex jedoch ein gewisses Fehlerpotential. Aus diesem Grund bewerten manchen Autoren diese Analysemethode als ungeeignet. Mit der Bestimmung des Glykogengehaltes in der Leber als weitaus genauere Analysemethode und besseren Indikator der Kondition von Wildwiederkäuern, könnte man in weiterführenden Studien dieses Problem beheben.

Die Stresssignalanalyse zeigte deutliche Unterschiede zwischen weiblichen und männlichen Rehen. Eine plausible Begründung könnte das Brunftgeschehen sein. Aber viel wahrscheinlicher ist, dass Metabolisierungsunterschiede des Kortisols zwischen den Geschlechtern ursächlich sind. Eine eindeutige Aussage könnte nur mit einer Geschlechtsvalidierung getroffen werden. Aus diesem Grund sollte zwangsläufig eine Validierung der Assays mittels HPLC Analyse für männliche und weibliche Rehe durchgeführt werden.

7. Anhang

Im Arbeitsbereich „Nahrungsaufnahme“

Panseninhaltsmenge

Tabelle 40: Menge des Panseninhalts [g, feucht] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, n = Anzahl, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 158.

Panseninhaltsmenge [g]		
	FO	LA
Fr (n)	17	37
$\bar{x} \pm$ SD	1276,5 \pm 506	1051,6 \pm 356
\hat{x}	1155,0	1000,0
p-Wert	0,124	
So (n)	13	19
$\bar{x} \pm$ SD	1291,5 \pm 338	1285 \pm 282
\hat{x}	1345,0	1265,0
p-Wert	0,705	
He (n)	21	16
$\bar{x} \pm$ SD	1380,0 \pm 389	1042,5 \pm 330
\hat{x}	1380,0	1012,5
p-Wert	0,006	
Wi (n)	12	23
$\bar{x} \pm$ SD	1335,8 \pm 387	992,8 \pm 297
\hat{x}	1267,5	990
p-Wert	0,016	

Tabelle 41: Prozentualer Anteil (Durchschnitt % Trockengewicht = D), Auftrittshäufigkeit (% Frequenz = F) und Relevanzindex (II_i) der Nahrungskategorie nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Gebiet, LA = landwirtschaftlich geprägtes Gebiet, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, n = Anzahl, die Kategorien "Samen" und "Nichtidentifizierbares" wurden von der Darstellung ausgeschlossen, da ihr Vorkommen in allen Panseninhalten vernachlässigbar gering war, p = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 220.

		Kräuter			Gräser			Stauden			Sträucher			Laubbäume			Nadelbäume			Anthropogenes			Feldfrüchte			Kryptogamen			Baumfrüchte			
		n	D	F	II _i	D	F	II _i	D	F	II _i	D	F	II _i	D	F	II _i	D	F	II _i	D	F	II _i	D	F	II _i	D	F	II _i			
Σ	FO	86	23,6	60,5	1427,8	3,0	33,7	101,1	18,8	69,8	1312,24	10,3	97,7	1006,31	8,4	48,8	409,92	19,7	44,2	870,74	3,0	15,1	45,3	2,3	4,7	10,81	7,1	40,7	288,97	3,1	11,6	35,96
	LA	134	19,5	61,2	1162,8	8,9	54,5	490,5	12,6	57,5	724,5	6,6	99,3	655,38	3,6	17,2	61,92	3,4	25,4	86,36	0,3	1,5	0,45	16,1	29,1	468,51	2,3	15,7	36,11	26,8	36,6	980,88
	p		0,53			0,003			0,004			<0,001			<0,001			<0,001			0,44			<0,001			<0,001			<0,001		
Fr	FO	21	34,1	85,7	2913,8	1,3	38,1	38,1	8,6	52,4	450,64	18,7	90,5	1692,35	7,1	52,4	372,04	22,8	47,6	1085,28	1,6	9,5	15,2	3,1	9,5	29,45	2,8	23,8	66,64	0	0	0
	LA	43	40,8	81,4	3337,4	13,7	62,8	879,2	6,8	48,8	331,84	13,9	97,7	1358,03	7,5	23,3	174,75	5,6	32,6	182,56	0,1	2,3	0,23	2,1	9,3	19,53	0,9	9,3	8,37	8,5	13,9	118,15
	p		0,57			0,012			0,76			0,10			0,47			0,06			0,19			0,97			0,12			0,07		
So	FO	13	53,5	100	5300	0	0	0	15,5	77	1193,5	3,7	100	370	7	46,2	323,4	0	0	0	1,2	7,7	9,24	10	15,4	154	5,6	53,8	301,28	3,7	15,4	56,98
	LA	19	29,1	89,5	2595,5	1,9	36,6	73,2	8,1	47,4	383,94	5,6	100	560	4,8	26,3	126,24	1,2	10,5	12,6	0	0	0	43,9	73,7	3235,43	0,3	5,3	1,59	5,2	10,5	54,6
	p		0,02			0,08			0,08			0,054			0,03			0,47			0,73			<0,001			<0,001			0,85		
He	FO	30	19	53,3	1012,7	5,4	50	250	23,2	66,7	1547,44	11,1	100	1110	14	66,7	933,8	4,7	30	141	2,1	16,7	35,07	0	0	0	15,1	63,3	955,83	4,8	13,3	63,84
	LA	33	6	60,6	363,6	8,4	48,5	388	9,2	39,4	362,48	4,1	100	410	0,8	9,1	7,28	0,1	15,2	1,52	0	0	0	36,7	57,6	2113,92	6,9	33,4	230,46	27,8	42,4	1178,72
	p		0,58			0,77			0,003			0,001			<0,001			0,02			0,015			<0,001			<0,001			<0,001		
Wi	FO	22	2	22,7	45,4	3,2	27,3	81,9	24,4	86,4	2108,16	5	100	500	2,8	22,7	63,56	48,7	86,4	4207,68	6,6	22,7	149,82	0	0	0	1,3	18,2	23,66	3,6	18,2	65,52
	LA	39	2,6	25,6	76,8	7,2	61,5	430,5	24,3	87,2	2118,96	1,1	100	110	1,1	12,8	14,08	4,9	33,4	163,66	0,9	2,6	2,34	0,6	5,2	3,12	0,8	12,8	10,24	56,5	69,2	3909,8
	p		0,95			0,021			0,71			0,35			0,12			<0,001			0,035			0,18			0,10			0,035		

Nährstoffe der Nahrung

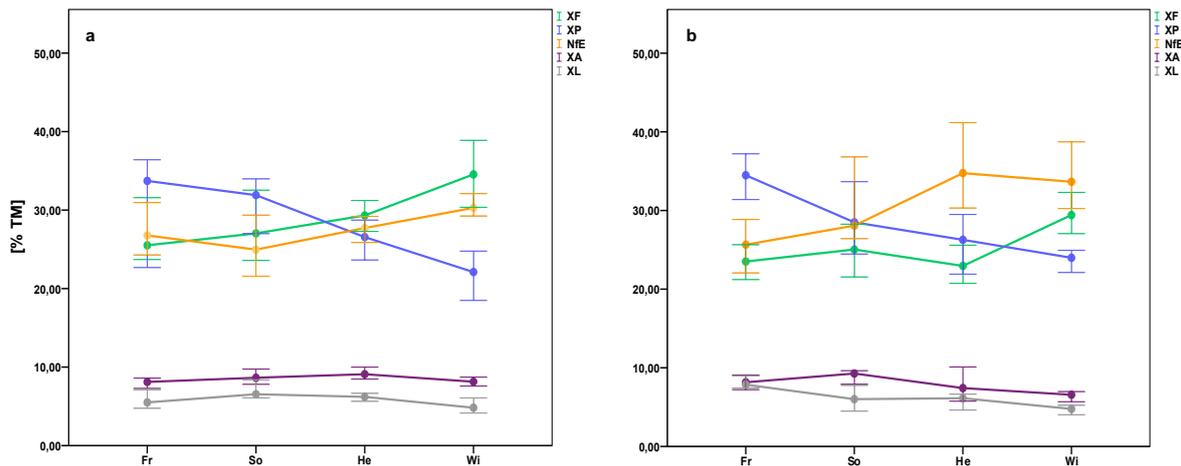


Abbildung 31: Gehalt der Nährstoffe [% der T] der Nahrung nach Habitattyp und Jahreszeit; Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, XA = Rohasche, XF = Rohfaser, XL = Rohfett nach HCl Aufschluss, XP = Rohprotein, NfE = stickstofffreie Extraktstoffe, **a** = forstlich geprägtes Habitat, **b** = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Gesamtanzahl = 218.

Faseranteile der Nahrung

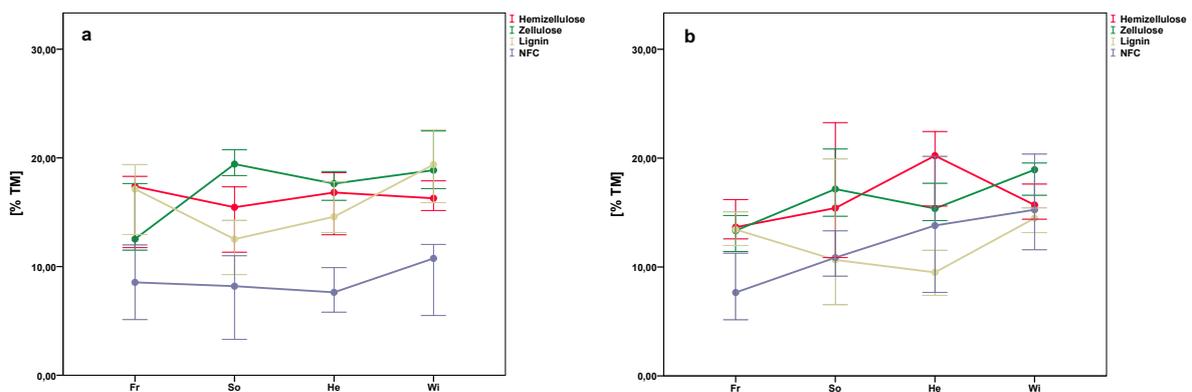


Abbildung 32: Anteile der Rohfaser [% T] in der Nahrung nach Habitattyp und Jahreszeit; Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, NFC = Nicht-Faser-Kohlenhydrate, **a** = forstlich geprägtes Habitat, **b** = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Gesamtanzahl = 216.

Umsetzbare Energie ME_A (pro Reh/Tag)

Tabelle 42: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME_A) [MJ/Reh/Tag] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, n = Anzahl, Gesamtanzahl = 158.

	ME _A [MJ/Reh/Tag]	
	FO	LA
Fr (n)	17	37
$\bar{x} \pm$ SD	4,71 \pm 0,61	5,10 \pm 0,74
\hat{x}	4,88	5,18
p-Wert		0,085
So (n)	13	19
$\bar{x} \pm$ SD	4,60 \pm 0,39	5,14 \pm 0,91
\hat{x}	4,62	4,74
p-Wert		0,108
He (n)	21	16
$\bar{x} \pm$ SD	4,31 \pm 0,56	5,82 \pm 0,81
\hat{x}	4,27	5,99
p-Wert		< 0,001
Wi (n)	12	23
$\bar{x} \pm$ SD	3,96 \pm 0,93	4,64 \pm 0,66
\hat{x}	3,73	4,72
p-Wert		0,023
Σ (n)	63	98
$\bar{x} \pm$ SD	4,41 \pm 0,67	5,12 \pm 0,85
\hat{x}	4,42	5,05
p-Wert		< 0,001

HFT-Verfahren I vs. HFT-Verfahren II

Tabelle 43: Gehalt der umsetzbaren Energie (ME) [ME, MJ/kg T] nach Herkunftsmonat und HFT-Verfahren; Hammelpansensaft [PaS], Rehpanensaft [PaS], n = Anzahl, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 36.

		ME [MJ/kg T]		
		N	Hammel -PaS	Reh- PaS
Versuchsansatz „Frühling“	März	6		
	$\bar{x} \pm$ SD		4,93 \pm 0,49	4,78 \pm 0,79
	\hat{x}		4,80	4,59
	p-Wert			0,249
	April	3		
	$\bar{x} \pm$ SD		5,23 \pm 0,26	4,84 \pm 0,44
	\hat{x}		5,20	4,59
	p-Wert			0,109
	Mai	9		
$\bar{x} \pm$ SD		6,50 \pm 0,59	5,80 \pm 1,02	
\hat{x}		6,39	5,55	
p-Wert			0,021	
Versuchsansatz „Winter“	Nov	5		
	$\bar{x} \pm$ SD		5,53 \pm 0,45	5,25 \pm 0,73
	\hat{x}		5,66	5,71
	p-Wert			0,225
	Dez	6		
	$\bar{x} \pm$ SD		6,15 \pm 0,69	5,96 \pm 0,46
	\hat{x}		6,12	6,03
	p-Wert			0,917
	Jan	7		
$\bar{x} \pm$ SD		4,52 \pm 0,46	5,19 \pm 0,38	
\hat{x}		4,60	5,15	
p-Wert			0,043	

Fermentationsparameter im Pansensaft

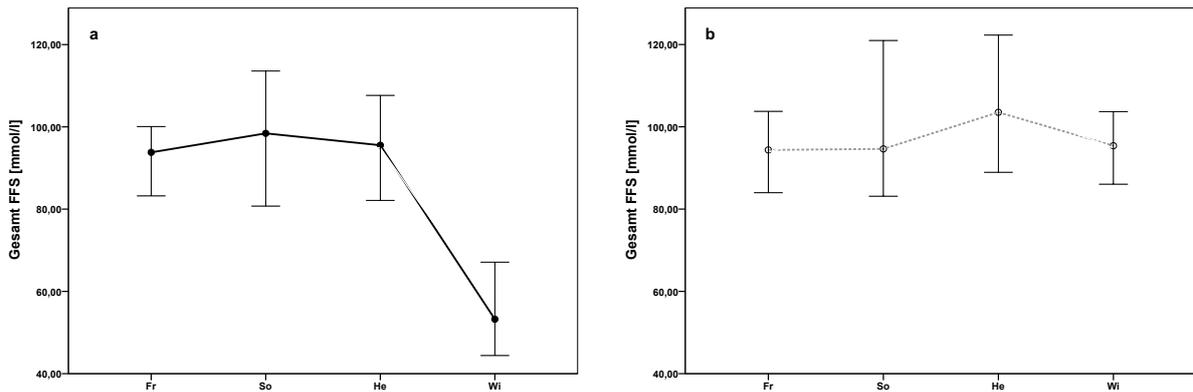


Abbildung 33: Gesamtgehalt der flüchtigen Fettsäuren [mmol/l] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 222.

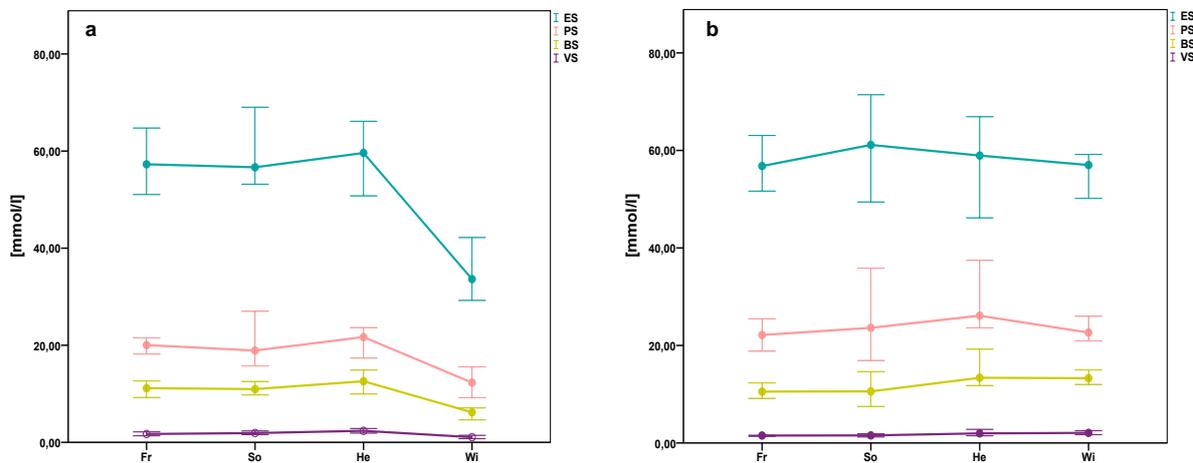


Abbildung 34: Gehalt der einzelnen flüchtigen Fettsäuren [mmol/l] im Pansensaft nach Habitattyp und Jahreszeit; **a** = forstlich geprägtes Habitat, **b** = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, ES = Essigsäure, PS = Propionsäure, BS = Buttersäure, VS = Valeriansäure, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 222.

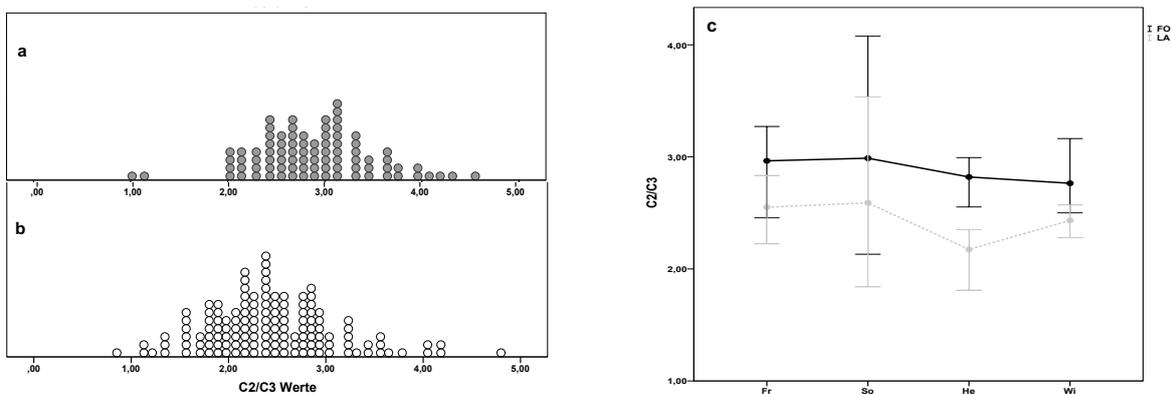


Abbildung 35: Acetat/Propionat-Verhältnisse (C2/C3) für das forstlich (**a**) und das landwirtschaftlich geprägte Habitat (**b**); Acetat/Propionat-Verhältnisse (C2/C3) nach Habitattyp und Jahreszeit (**c**); FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, Mediane mit 95 % Konfidenzintervall, Gesamtanzahl = 222.

Tabelle 43: Gehalt Ammoniak (NH₃) [mmol/l], Laktat (D & L) [mmol/l] und pH-Wert nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 222.

	NH ₃ [mmol/l]		Laktat [mmol/l]		pH-Wert	
	FO	LA	FO	LA	FO	LA
Fr (n)	21	43	21	43	21	43
\bar{x}	19,75	27,97	8,25	6,39	6,28	6,29
\pm SD	\pm 10,21	\pm 13,55	\pm 5,47	\pm 4,41	\pm 0,28	\pm 0,33
\hat{x}	17,98	27,27	6,68	4,41	6,38	6,34
p-Wert	0,015		0,216		0,966	
So (n)	13	19	13	19	13	19
\bar{x}	17,58	20,45	5,89	6,55	6,33	6,30
\pm SD	\pm 13,46	\pm 7,43	\pm 8,95	\pm 4,03	\pm 0,33	\pm 0,36
\hat{x}	13,74	18,90	2,29	5,48	6,35	6,26
p-Wert	0,022		0,010		0,850	
He (n)	30	34	30	34	30	34
\bar{x}	14,07	22,61	4,68	9,61	6,50	6,24
\pm SD	\pm 6,87	\pm 8,66	\pm 3,83	\pm 5,12	\pm 0,39	\pm 0,42
\hat{x}	11,46	23,12	3,22	8,00	6,54	6,24
p-Wert	< 0,001		< 0,001		0,012	
Wi (n)	22	40	22	40	22	40
\bar{x}	10,18	16,97	5,18	5,66	6,33	5,89
\pm SD	\pm 7,58	\pm 9,52	\pm 3,34	\pm 3,93	\pm 0,43	\pm 0,37
\hat{x}	6,69	14,91	4,54	4,96	6,34	5,85
p-Wert	0,001		0,713		< 0,001	

Mikrobiotadichte und -diversität im Pansen

Tabelle 44: Dichte Pilze, Fibrobakter und Ruminokokken [Anzahl DNA Kopien/g T] nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

MO's [Anzahl DNA Kopien/g T]						
	anaerobe Pilze		Fibrobakter		Ruminokokken	
	FO	LA	FO	LA	FO	LA
(n)	54	75	54	75	54	75
x	$1,81 \times 10^{11}$	$3,59 \times 10^9$	$6,67 \times 10^6$	$1,80 \times 10^6$	$2,52 \times 10^6$	$2,07 \times 10^6$
\pm SD	$\pm 7,32 \times 10^{11}$	$\pm 1,97 \times 10^{10}$	$\pm 2,00 \times 10^7$	$\pm 7,20 \times 10^6$	$\pm 7,48 \times 10^6$	$\pm 9,51 \times 10^6$
\hat{x}	$1,03 \times 10^4$	$8,77 \times 10^3$	$9,96 \times 10^4$	$1,11 \times 10^4$	$1,12 \times 10^5$	$5,70 \times 10^4$
p-Wert	0,293		0,001		0,474	

Tabelle 45: Dichte Protozoen, proteolytische Alpha Bakterien und Entodinium spec. [Anzahl DNA Kopien/g T] nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

MO's [Anzahl DNA Kopien/g T]						
	Protozoen		Proteolytische Alpha		Entodinium	
	FO	LA	FO	LA	FO	LA
(n)	54	75	54	75	54	75
x	$1,86 \times 10^{10}$	$1,87 \times 10^7$	$6,42 \times 10^{10}$	$1,94 \times 10^{10}$	$1,78 \times 10^5$	$8,77 \times 10^5$
\pm SD	$\pm 1,33 \times 10^{11}$	$\pm 1,40 \times 10^8$	$\pm 2,44 \times 10^{11}$	$\pm 1,04 \times 10^{11}$	$\pm 2,10 \times 10^5$	$\pm 4,43 \times 10^6$
\hat{x}	$2,29 \times 10^4$	$3,71 \times 10^4$	$1,82 \times 10^9$	$5,30 \times 10^8$	$1,20 \times 10^5$	$1,13 \times 10^5$
p-Wert	0,375		0,004		0,640	

Tabelle 46: Dichte Gesamtbakterien und Archaea [Anzahl DNA Kopien/g T] nach Habitattyp; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

MO's [Anzahl DNA Kopien/g T]				
	Gesamtbakterien		Archaea	
	FO	LA	FO	LA
(n)	54	75	54	75
x	$4,13 \times 10^{10}$	$1,79 \times 10^{10}$	$4,20 \times 10^7$	$2,22 \times 10^7$
\pm SD	$\pm 1,59 \times 10^{11}$	$\pm 7,42 \times 10^{10}$	$\pm 1,02 \times 10^8$	$\pm 7,25 \times 10^7$
\hat{x}	$3,20 \times 10^9$	$1,22 \times 10^8$	$7,83 \times 10^6$	$1,52 \times 10^6$
p-Wert	< 0,001		0,002	

Kondition der Tiere

Tabelle 47: Körpergewicht [kg] und Nierenfettindex [%] ohne Kitze nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl Gewicht = 173, Gesamtanzahl NFI = 164.

	Körpergewicht [kg]		NFI [%]	
	FO	LA	FO	LA
Fr (n)	23	37	19	37
$\bar{x} \pm$ SD	14,7 \pm 2,4	15,4 \pm 1,7	16,8 \pm 11,4	15,4 \pm 12,5
\hat{x}	15,0	15,5	11,0	11,1
p-Wert		0,116		0,710
So (n)	14	19	14	18
$\bar{x} \pm$ SD	14,1 \pm 1,5	14,9 \pm 1,9	20,3 \pm 23,7	17,2 \pm 19,3
\hat{x}	14,1	14,6	7,3	9,3
p-Wert		0,304		0,722
He (n)	22	16	21	16
$\bar{x} \pm$ SD	14,7 \pm 2,6	16,1 \pm 2,1	78,4 \pm 61,3	109,5 \pm 78,6
\hat{x}	15,2	15,5	75,2	102,6
p-Wert		0,095		0,267
Wi (n)	17	25	15	24
$\bar{x} \pm$ SD	15,6 \pm 1,8	15,4 \pm 1,5	89,3 \pm 69,6	101,7 \pm 71,7
\hat{x}	16,0	15,0	79,4	80,7
p-Wert		0,366		0,589

Stresssignale im Kot

Tabelle 48: Konzentration Glukokortikoidmetaboliten [ng/g] nach Habitattyp und Jahreszeit; FO = forstlich geprägtes Habitat, LA = landwirtschaftlich geprägtes Habitat, Fr = Frühling, So = Sommer, He = Herbst, Wi = Winter, \bar{x} = Mittelwerte, \pm SD = Standardabweichung, \hat{x} = Median, n = Anzahl, p-Wert = Signifikanzwert, Gesamtanzahl = 129.

	GCM [ng/g]	
	FO	LA
Fr (n)	14	21
$\bar{x} \pm$ SD	246 \pm 96	223 \pm 159
\hat{x}	221	186
p-Wert		0,377
So (n)	11	7
$\bar{x} \pm$ SD	228 \pm 129	223 \pm 167
\hat{x}	254	191
p-Wert		0,791
He (n)	27	16
$\bar{x} \pm$ SD	121 \pm 92	179 \pm 127
\hat{x}	105	150
p-Wert		0,049
Wi (n)	16	17
$\bar{x} \pm$ SD	125 \pm 55	158 \pm 123
\hat{x}	117	113
p-Wert		0,709

8. Literaturverzeichnis

- Abbas, F., Morellet, N., Hewison, A.M., Merlet, J., Cargnelutti, B. (2011): Landscape fragmentation generates spatial variation of diet composition and quality in a generalist herbivore. *Oecologia*, Vol. 167, 401-411.
- Abbas, F., Picot, D., Merlet, J., Cargnelutti, B., Lourtet, B., Angibault, J-M., Daufrense, T., Aulagnier, S., Verheyden, H. (2013): A typical browser, the roe deer, may consume substantial of grasses in open landscapes. *European Journal of Wildlife Research*, Vol. 59, 69-75.
- Albers, U. (1990): Botanische Panseninhaltsanalyse bei Rehwild. Diplomarbeit der forstwissenschaftlichen Fakultät der Georg-August-Universität Göttingen.
- Andersen, R., Duncan, P., Linnell, J.D.C. (1998): *The European Roe Deer: The Biology of Success*. Scandinavian University Press, Oslo, 376.
- Andersen, R. & Linnell, J.D.C (2000): Irruptive Potential in Roe Deer: Density-Dependent Effects on Body Mass and Fertility. *Journal of Wildlife Management*, Vol. 64/3, 698-706.
- Anke, M., Dittrich, G., Groppe, B., Schäfer, U., Müller, R., Hoppe, C. (2007): Zusammensetzung und Aufnahme von Winterfütterung durch das Reh-, Muffel-, Dam- und Rotwild. *Beiträge zur Jagd- und Wildforschung*, Vol. 32, 379-398.
- Anthony, R.G. & Smith, N.S. (1974): Comparison of rumen and fecal analysis to describe deer diets. *Journal of Wildlife Management*, Vol. 38, 535-540.
- Arnold, W. (2013): Jahreszeitliche Anpassungen bei Wildwiederkäuern - wo steht das Rehwild? In: Landesjagdverband Bayern (Hrsg.), *Schriftenreihe des Landesjagdverbandes Bayern e.V.*, Bd. 20, 13-22.
- Arnold, W., Beiglböck, C., Burmester, M., Guschlbauer, M., Lengauer, A., Schröder, B., Wilkens, M., Breves, G. (2015): Contrary seasonal changes of rates of nutrient uptake, organ mass, and voluntary food intake in red deer (*Cervus elaphus*). *American Journal of Physiology*, Vol. 309/3, DOI:10.1152/ajpregu.00084.2015.
- Argunow, A.V. & Stepamova, V.V. (2011): Diet Structure of the Siberian Roe Deer in Yakutia. *Russian Journal of Ecology*, Vol. 42/2, 161-164.
- Ashley, N.T., Barboza, P.S., Macbeth, B.J., Janz, D.M., Cattet, M.R.L., Booth, R.K., Wasser, S.K. (2011): Glucocorticosteroid concentrations in feces and hair of captive caribou and reindeer following adrenocorticotrophic hormone challenge. *General and Comparative Endocrinology*, Vol. 172, 382-391.
- Barancekova, M. (2004): The roe deer diet: Is foodplain forest optimal habitat? *Folia Zoologica*, Vol. 53, 285-292.
- Barancekova, M., Krojerova-Prokesova, J., Sustr, P., Heurich, M. (2010): Annual changes in roe deer (*Capreolus capreolus* L.) diet in the Bohemian Forest, Czech Republic/Germany. *European Journal of Wildlife Research*, Vol. 56, 327-333.
- Barta, T. (2012): *The food selection of roe deer on plain habitats*. University of Debrecen, PHD school of animal husbandry.
- Barth, D. (1980): Untersuchungen über das jahreszyklische Verhalten der Blutspiegel von Thyroxin und Harnstoff beim Reh. MSD Research Laboratories Sharp & Dohme GmbH, D-8201.

- Bauer, J. (2007): Rehwildfütterung und Waldschutz. In: Reddemann, J. (Hrsg.): Tierschutz in der Jagd. Schriftenreihe des Landesjagdverbandes Bayern e.V., Bd. 16, 67-71.
- Baumgärtel, T. (2012): Heu und Silage in der Wildwiederkäuerfütterung. Fachtagung Landwirtschaftliche Wildhaltung, TII, Ref. 530.
- Behrend A. (1999): Kinetik des Ingestaflusses bei Rehen (*Capreolus capreolus*) und Mufflons (*Ovis ammon musimon*) im saisonalen Verlauf. Dissertation an Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät I der Humboldt-Universität zu Berlin.
- Benton, T.G., Vickery, J.A., Wilson, J.D. (2003): Farmland biodiversity: is habitat heterogeneity the key? *Trends in Ecology & Evolution*, Vol. 18, 182-188.
- Bergerud, A.T. & Russell, L. (1964): Evaluation of rumen food analysis for New foundland caribou. *Journal of Wildlife Management*, Vol. 28, 809-814.
- Brade, W. & Distl, O. (2015): Das ruminale Mikrobiom des Rindes, Teil 1: Bakterien - zentraler Bestandteil des Pansenmikrobioms. *Berichte über Landwirtschaft, Zeitschrift über Agrarpolitik und Landwirtschaft*, Bd. 93, Hft. 3.
- Brüggemann, U. (1967): Untersuchungen über den Stoffwechsel im Panseninhalt vom Rotwild (*Cervus elaphus hippelaphus* Erleben 1771) und Rehwild (*Capreolus capreolus* Linne' 1758). Dissertation, Veterinär Medizin, Universität München.
- Brüggemann, J., Giesecke, D., Walser-Kärst, K. (1967): Mikroorganismen im Pansen von Rothirsch und Reh. *Zeitschrift für Tierphysiologie, Tierernährung und Futtermittelkunde*, Vol. 23, 143-151.
- Brüggemann, J., Giesecke, D., Walser-Kärst, K. (1968): Methods for studying microbial digestion in ruminants post mortem with special reference to wild specis. *Journal of Wildlife Management*, Vol. 32/1, 198-207.
- Brüggemann, J. & Giesecke, D. (1968): Milchsäuregehalt im Pansen und mikrobieller Abbau in vivo. *Zentralblatt für Veterinärmedizin*, Vol. 15/5, 470-476.
- Bruno, E. & Apollonio, M. (1991): Sesonal Variations in the Diet of Adult Male Falloe deer in a submediterranean costal area. *Revue D' Ecologie (La Terre et la Vie)*, Vol. 46, 349-362.
- Boag, B., Macfarlane Smith, W.H., Griffiths, D.W. (1990): Observations on the grazing of double low oilseed rape and other crops by roe deer. *Applied Anita Behavioural Science*, Vol. 28, 213-220.
- Bubenik, A.B. & Lochman J. (1956): Futterverbrauch und Tagesrhythmus der Futteraufnahme bei Reh- und Rotwild. *Zeitschrift für Jagdwissenschaften*, Vol. 2/1, 112-118.
- Bubenik, A.B. (1959): Grundlagen der Wildernährung. Deutscher Bauernverlag, Berlin, 299.
- Bubenik, A.B. (1971): Rehwildhege und Rehwildbiologie. F.C. Mayer Verlag, München.
- Bubenik, A.B. (1984): Ernährung, Verhalten und Umwelt des Schalenwildes. BLV Verlag, München.
- Bubenik, G.A., Schams, D., White, R.G., Rowell, J., Blake, J., Bartos, L. (1998): Seasonal levels of metabolic hormones and substrates in male and female reindeer (*Rangifer tarandus*). *Comparative Biochemistry and Physiology*, Vol. 120, 307-315.

- Buchgraber, K. (2005): Nahrungsangebot für Rehwild auf Grünland- und Ackerflächen, Rehwild in der Kulturlandschaft. 11. Österreichische Jägertagung, 27-32.
- Bustin, S.A., Benes, V., Garson, J.A., Hellemans, J., Huggett, J., Kubista, M. (2009): The MIQE guidelines: minimum information for publication of quantitative real-time PCR experiments. *Clinical Chemistry*, Vol. 55/4, 611-622.
- Boguhn, J., Neumann, D., Helm, A., Strobel, E., Tebbe, C.C., Danicked, S., Rodehutschord, M. (2010): Effects of concentrate proportion in the diet with or without *Fusarium* toxin-contaminated triticale on ruminal fermentation and the structural diversity of rumen microbial communities in vitro. *Archives of Animal Nutrition*, Vol. 64/6, 467-483.
- Byers, F.M. & Goodall S.R. (1979): Effect of energy level on ruminal D(-) and L(+) lactic acid metabolism. *Journal of Animal Science*, Vol. 48, 624-632.
- Cappelli, J., Gracia, A., Ceacero, F., Gomez, S., Luna, S., Gallego, L., Landete-Castillejos, T. (2015): Manganese Supplementation in Deer under Balanced Diet Increases Impact Energy and Contents in Minerals of Antler Bone Tissue. *Plosone*, DOI: 10.1371/journal.pone.0132738.
- Cederlund, G., Ljungqvist, H., Markgren, G., Stålfelt, F. (1980): Foods of moose and roe deer at Grimsö in central Sweden. Results of rumen content analyses. *Swedish Wildlife Research (Viltrevy)*, Vol. 11, 169-247.
- Cederlund, G. & Nyström A. (1981): Seasonal differences between moose and roe deer in ability to digest browse. *Holarctic Ecology*, Vol. 4/1, 59-65.
- Cederlund, G. (1983): Home Range Dynamics and Habitat Selection by Roe Deer in a Boreal Area in Central Sweden. *Acta Theriologica*, Vol 28/20, 443-460.
- Cibien, C., Bideau, E., Boisaubert, B. (1995): Seasonal diet and habitat use in field roe deer (*Capreolus capreolus*) in the Picardie region. *Gibier Faune Sauvage, Game Wildlife*, Vol. 12, 37-49.
- Clauss, M., Lechner-Doll, M., Streich, W.J. (2003:) Ruminant diversification as an adaptation to the physicommechanical characteristics of forage. A reevaluation of an old debate and a new hypothesis. *Oikos*, Vol. 102, 253-262.
- Clauss, M., Hofmann, R.R., Fickel, J., Streich, W.J., Hummel, J. (2009): The Intraruminal Papillation Gradient in Wild Ruminants of Different Feeding Types: Implications for Rumen Physiology. *Journal of Morphology*, Vol. 270, 929-942.
- Clauss, M. (2010): Artgerechte Fütterung der Wildtiere - was ist fachlich vertretbar? 16. Österreichische Jägertagung.
- Clauss, M., Müller, K., Fickel, J., Streich, W.J., Hatt, J.M., Südekum, K.H. (2011): Macroecology of the host determines microecology of endobionts: protozoal faunas vary with wild ruminant feeding type and body mass. *Journal of Zoology*, Vol. 283/3, 169-185.
- Corlatti, L. (2011): Climatic cues and glucocorticoids in a free-ranging riparian population of red deer. *Folia Zoologica*, Vol. 60/2, 176-180.
- Corlatti, L. (2014): Hormones, parasites and male mating tactics in Alpine chamois: identifying the mechanisms of life history trade-offs. *Elsevier, Animal Behaviour*, 1-10.

- Cornelis, J., Casaer, J., Hermy, M. (1999): Impact of season, habitat and research techniques on diet composition of roe deer (*Capreolus capreolus*): a review. *Journal of Zoology*, London Vol. 248, 195-207.
- Dalmau, A., Ferret, A., Chacon, G., Manteca, X. (2007): Seasonal changes in fecal cortisol metabolites in Pyrenean chamois. *Journal of Wildlife Management*, Vol. 71, 190-194.
- Danilkin, A. & Hewison, A.J-M. (1996): Behavioural ecology of Siberian and European roe deer. Chapman and Hall, London.
- Dannel, K., Utsi, P.M., Palo, T., Eriksson, O. (1994): Food plant selection by reindeer during winter in relation to plant quality. *Ecography*, Vol. 17, 153-158.
- Dehnhard, M. & Clauss, M. (2001): Noninvasive Monitoring of Adrenocortical Activity in Roe Deer by Measurement of Fecal Cortisol Metabolites. *General and Comparative Endocrinology*, Vol. 123/1, 111-120.
- Deipenbrock, P.H. (1985): Morphological studies relating to growth and condition of roe deer in a game management community of Northern Rhineland-Palatinate. F.R. Germany, AGRIS.
- De Jong, C.B., Gill, R.M.A., van Wieren, S.E., Burlton, F.W.E. (1995): Diet selection by roe deer (*Capreolus capreolus*) in Kielder Forest in relation to plant cover. *Forest Ecology and Management*, Vol. 79, 91-97.
- Dennis, S.M., Arambel, M.J., Bartley, E.E., Dayton, A.D. (1983): Effect of energy concentration and source of nitrogen on numbers and types of rumen protozoa. *Journal of Dairy Science*, Vol. 66, 1248-1254
- Denman, S.E. & McSweeney, C.S. (2006): Development of a real-time PCR assay for monitoring anaerobic fungal and cellulolytic bacterial populations within the rumen. *FEMS Microbial Ecology*, Vol. 58, 572-582.
- Deutz, A. (2009): Untersuchungen zum Auftreten von Nierenveränderungen beim gefüttertem und ungefüttertem Rehwild. *Gesellschaft für Wildtier und Lebensraum*. St. Lambrecht, Mödling.
- Deutz, A., Gasteiner, J., Gressmann, G. (2009): Fütterung von Reh- und Rotwild. Ein Praxisratgeber. Leopold Stocker-Verlag, Graz.
- Deutz, A. (2010): Geweihschäden durch Fütterung, Leber-Stangen. *Spektrum Wildkunde*, Pirsch, Deutscher Landwirtschaftsverlag, München, 28-31.
- Devictor, V., Julliard, R., Jiguet, F. (2008): Distribution of specialist and generalist species along spatial gradients of habitat disturbance and fragmentation. *Oikos*, Vol. 117, 507-514.
- Dissen, J. (1983): Untersuchungen über die Verdaulichkeit von Rohnährstoffen verschiedener Futterrationen an Rehwild (*Capreolus C. capreolus L.*) und Ziegen (*Capra A. hircus L.*) sowie Beobachtungen über das Äsungsverhalten von Gehege-Rehen. Dissertation an der hohen landwirtschaftlichen Fakultät der Rheinischen Friedrich-Wilhelm-Universität zu Bonn, Abteilung für Futtermittelkunde.
- Dissen, J. & Hartfiel, W. (1985): Beobachtungen zum Äsungsverhalten sowie Untersuchungen zur Nährstoffverdaulichkeit von Rehwild. *Zeitschrift für Jagdwissenschaften*, Vol. 31, 83- 91.
- Ditchkoff, S.S. (2000): A decade since 'diversification of ruminants': has our knowledge improved? *Oecologia*, Vol. 125, 82-84.

- Dittrich, G. & Groppe, B. (1980): Vergleichende Untersuchungen des Nährstoffgehaltes im Pansen von Reh-, Rot-, Dam- und Muffelwild. Beitrag der Jagd- und Wildforschung, Vol. XI, 39-46.
- Djordjevic, N., Popovic, Z., Grubic, G. (2006): Chemical composition of the rumen contents in roe deer as potential quality indicator of their feeding. Journal of Agricultural Sciences, Vol. 51/2, 133-140.
- Drescher-Kaden, U. (1976): Untersuchungen am Verdauungstrakt von Reh, Damhirsch und Mufflon. Mitteilung 1: Gewichtserhebungen und Kapazitätsmessungen am Verdauungstrakt, insbesondere am Pansen-Haubenraum von Reh, Damhirsch und Mufflon. Zeitschrift für Jagdwissenschaft, Vol. 22, 184-190.
- Drescher-Kaden, U. & Seifelnasr, E.A. (1976): Untersuchungen am Verdauungstrakt von Reh, Damhirsch und Mufflon. Mitteilungen 2: Rohrnährstoffe im Panseninhalt von Reh, Damhirsch und Mufflon. Zeitschrift für Jagdwissenschaft, Vol. 23, 6-11.
- Drescher-Kaden, U. & Seifelnasr, E.A. (1977a): Untersuchungen am Verdauungstrakt von Reh, Damhirsch und Mufflon. Mitteilungen 3: Mikroorganismen im Pansen von Reh, Damhirsch und Mufflon. Zeitschrift für Jagdwissenschaft, Vol. 23, 64-89.
- Drescher-Kaden, U. & Seifelnasr, E.A. (1977b): Untersuchungen am Verdauungstrakt von Reh, Damhirsch und Mufflon. Mitteilungen 4: Fermentationsprodukte im Pansen von Reh, Damhirsch und Mufflon. Zeitschrift für Jagdwissenschaft, Vol. 23, 126-131.
- Drescher-Kaden, U. (1984): Stellung des Rehs im System der Wiederkäuer. Rehwildbiologie. Arbeitstagung am 10.-12. März 1984 im Nationalpark Bayerischer Wald, 29-35.
- Drozd, A. & Osiecki, A. (1973): Intake and digestibility of natural feeds by roe deer. Acta Theriologica, Vol. 18, 81-91.
- Drozd, A. (1979): Seasonal intake and digestibility of natural foods by roe deer. Acta Theriologica, Vol. 24, 137-170.
- Duncan, P., Tixier, H., Hofmann, R.R., Lechner-Doll, M. (1998): Feeding strategies and the physiology of digestion in roe deer. In: Andersen, R., Duncan, P. & Linnell, J.D.C (Eds.) The European Roe Deer: The Biology of Success. Scandinavian University Press, Oslo, 91-116.
- Ebrecht, L. & Schmidt, W. (2001): Rückegassen in Wäldern - Gewinn oder Verlust an Diversität? Verhandlungen der Gesellschaft für Ökologie, Basel, Vol 31/108, 78-82.
- Eisfeld, D. (1974a): Der Eiweiß- und Energiebedarf des Rehes (*C. capreolus* L.), diskutiert an Hand von Laborversuchen. Gesellschaft für Ökologie, 129-139.
- Eisfeld, D. (1974b): Der Proteinbedarf des Rehes (*Capreolus capreolus* L.) zur Erhaltung. Zeitschrift für Jagdwissenschaft, Vol. 20, 43-48.
- Ellenberg, H. (1978): Zur Populationsökologie des Rehes in Mitteleuropa. Spixiana, Supplement 2, ISSN 0343-5512.
- Ellenberg, H. jun. (1996): Zur Erfassung und Bewertung von Wildverbiß in Wäldern unter sich ändernden Rahmenbedingungen. UBA-Texte, Vol. 72/96, 84-93.
- Enghofer, P. (1990): Über die Kondition beim Rehwild (*Capreolus capreolus* L.), Diplomarbeit im Bereich Forstwissenschaften und Jagdkunde, Ludwig-Maximilian-Universität München.

Enzinger, W.P. (1989): Vergleichende physiologische und morphologische Untersuchung am Pansen von Damwild (*Cervus Dama dama*) und Schafen (*Ovis aries*) sowie Rehwild (*Capreolus capreolus*) und Ziegen (*Capra hircus*) nach Ergänzung der Rationen mit unterschiedlichen Mischfutteranteilen. Dissertation am Institut für Tierernährung der Rheinischen Friedrich-Wilhelms-Universität zu Bonn, Abteilung Futtermittelkunde.

Enzinger, W.P. & Hartfiel, W. (1998): Auswirkungen gesteigerter Energie- und Proteingehalte des Futters auf Fermentationsprodukte, Fauna und Schleimhaut des Pansens von Wildwiederkäuern (Damhirsch / Reh) im Vergleich zu Hauswiederkäuern (Schaf / Ziege). Zeitschrift für Jagdwissenschaft, Vol. 44, 201-220.

Esser, W. (1954): Beitrag zur Untersuchung der Äsung des Rehwildes. Institut für Tierernährungslehre der Landwirtschaft, Hochschule Hohenheim.

Feustel, G. (1967): Vergleichende Untersuchungen am Verdauungstrakt von Rothirsch (*Cervus elaphus*) und Reh (*Capreolus capreolus*) post mortem unter besonderer Berücksichtigung der Gerüst-Kohlehydrate und des Ligningehaltes der Ingesta. Dissertation der Medizinisch vet. München.

Fielitz, U. & Albers, U. (1996): Nahrungsspektrum von Rehen aus dem Bayerischen Wald. Zeitschrift für Jagdwissenschaft, Vol. 42, 195-202.

Fierer, N., Jackson, J.A., Vilgalys, R., Jackson, R.B. (2005): Assessment of soil microbial community structure by use of taxon-specific quantitative PCR assays. Applied Environmental Microbiology, Vol. 71, 4117-4120.

Fischer, K. (1998): Ernährungsphysiologie heimischer Schalenwildarten im Jahresverlauf. Fachseminar zu Fütterung von Schalenwild, Hessisches Ministerium für Landwirtschaft, Forsten und Naturschutz, 7-17.

Forstamt Starnberg (2004): Forsteinrichtungsoperat 2004.

Freschi, P., Fascetti, S., Riga, F., Cosentino, C., Rizzardini, G., Musto, M. (2016): Diet composition of the Italian roe deer (*Capreolus capreolus italicus*) from two protected areas. Italian Journal of Zoology, 1-9.

Fruzinski, B., Kaluzinski, J., Baksalary, J. (1982): Weight and body measurements of forest and field roe deer. Acta theriologica, Vol.27/33, 479-488.

Gaare, E., Sørensen, A., White R.G. (1977): Are rumen samples representative of the diet? Oikos, Vol. 29/3, 390-395.

Gaillard, J.M, Dunca, P., Delorme, D., Van Laere, G., Pettorelli, N., Maillard, D., Renau, G. (2003): Effects of hurricane Lothar on the population dynamics of European roe deer. The Journal of Wildlife Management, Vol. 67/4, 767-773.

Gassner, G. (1989): Mikroskopische Untersuchung pflanzlicher Lebensmittel. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 414.

Gebczynska, Z. (1980): Food of the roe deer and red deer in the Białowieża Primeval Forest. Acta Theriologica, Vol. 25, 487-500.

Gentsch, R.P., Kjellander, P., Röken, B.O. (2018): Cortisol response of wild ungulates to trauma situations: hunting is not necessarily the worst stressor. European Journal of Wildlife Research, Vol. 64/11, 1-12.

- Gerlach, D. (2002): Botanische Mikrotechnik, Eine Einführung. 3te Auflage, Thieme Verlag.
- Georgii, B. (1973): Untersuchungen über Stress und Fortpflanzung des Rehes (*Capreolus capreolus* L.). Diplomarbeit im Bereich Biologie, Universität Tübingen.
- Giesecke, D. (1966): Gaschromatographische Bestimmung flüchtiger Fettsäuren und ihre Produktion im Pansen. Zeitschrift für Tierphysiologie und Tierernährung, Vol. 22/1-5, 354-364.
- Giesecke, D. & Henderickx H.K. (1973): Biologie und Biochemie der mikrobiellen Verdauung. BLV, München, 373.
- Giger-Reverdin, S. (1998): Interest and limits of the HFT method to evaluate the energy value of compound feeds for small ruminants. Laboratoire de Nutrition et Alimentation (INRA) de IINA-PG, 39-42.
- Gill, R.M.A. (1992): A review of damage by mammals in North Temperate forests: 3. Impact on trees and forests. Forestry, Vol. 65, 363-388.
- Gill, R.M.A. (2000): The impact of deer on woodland biodiversity. Forestry Commission, Edinburgh.
- Gill, R.M.A. & Beardall, V. (2001): The impact of deer on woodlands: the effects of browsing and seed dispersal on vegetation structure and composition. Forestry, Vol. 74, 209-218.
- Groppe, B., Anke, M., Gladitz, D., Dittrich, G. (1981): Die Nährstoff- bzw. Mengen- und Spurenelementversorgung der Wildwiederkäuer. Mitt. 6, Archiv der Tierernährung, Vol. 31, 721-727.
- Hansson, L. (1994): Vertebrate distributions relative to clear-cut edges in a boreal forest landscape. Landscape Ecology, Vol. 9, 105-115.
- Hartfiel, W., Pfeiffer, J., Dissen, J. (1985): Energetische Untersuchungen an Reh und Schaf mit Hilfe der quantitativen Thermographie zur Beurteilung des Energiebedarfs im Winter. Zeitschrift für Jagdwissenschaft, Vol. 31, 34-41.
- Hearny, A.W. & Jennings, T.J. (1983): Annual foods of the red deer (*Cervus elaphus*) and the roe deer (*Capreolus capreolus*) in the east of England. Journal of Zoology London 201, 565-570.
- Helle, P. (1980): Food composition and feeding habits of the roe deer in winter in Central Finland. Acta Theriologica, Vol. 25, 395-402.
- Henderickx, H.K., Demeyer D.I., Van Nevel C.J. (1972): Problems in estimating microbial protein synthesis in the rumen, Tracer studies on non-protein-nitrogen for ruminants. Panel, Int. Atomic Energy Agency, Wien, 57-68.
- Henry, B.A.M. (1978): Diet of the roe deer in an English conifer forest. Journal of Wildlife Management, Vol. 42, 937-940.
- Hervas, G., Ranilla, M.R., Mantecon, A.R., Tejido, M.L., Frutos, P. (2005): Comparison of sheep and red deer rumen fluids for assessing nutritive value of ruminant feedstuffs. Journal of the Science of Food and Agriculture, Vol. 85, 2495-502.
- Hewison, A.J.M. & Staines, B.W. (2008): Roe deer. In S. Harris and D.W. Yalden (eds.) Mammals of the British Isles: Handbook; 4th edition, The Mammal Society, 605-617.

- Hewison, A.J.M., Morellet, N., Verheyden, H., Daufresne, T., Angibault, J-M., Cargnelutti, B., Merlet, J., Picot, D., Rames, J-L., Joachim, J., Lourtet, B., Serrano, E., Bideau, E., Cebe, N. (2009): Landscape fragmentation influences winter body mass of roe deer. *Ecography*, Vol. 32, 1062-1070.
- Hofmann, R.R., Geiger G., König, R. (1976): Vergleichend-anatomische Untersuchungen an der Vormagenschleimhaut von Rehwild (*Capreolus capreolus*) und Rotwild (*Cervus elaphus*). 2. Säugetierkunde, Vol. 41, 167-193.
- Hofmann R.R. (1978): Die Ernährung des Rehwildes im Jahresablauf nach dem Modell Wechselboden. *Wildbiologische Information für den Jäger* 2, Enke Stuttgart, 121-136.
- Hofmann, R.R. & Herzog, A. (1980): Jahreszeitliche Ernährungssituation beim Reh und Rotwild. *Jagd in Tirol*, Vol. 9, 7-13.
- Hofmann, R.R. & Kirsten, N. (1982): Die Herbstmast-Simulation. Untersuchungsergebnisse und kritische Analyse eines praxisorientierten AKWJ-Projektes zur Problematik der Schalenwildfütterung. *Schriften des Arbeitskreises für Wildbiologie und Jagdwissenschaft an der Justus-Liebig-Universität Gießen*, Hft. 9, Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart.
- Hofmann, R.R. (1982): Die Stellung der europäischen Wildwiederkauer im System der Äsungstypen. (In: Hofmann, R.R. (Hrsg.): *Wildbiologische Informationen für den Jäger*, Bd. I, 9-19.
- Hofmann, R.R. (1989): Evolutionary steps of ecophysiological adaption and diversification of ruminants: a comparative view of their digestive system. *Oecologia*, Vol. 78, 443-457.
- Hofmann, R.R. (2007): *Wildtiere in Bildern zur vergleichenden Anatomie*. M & H. Schaper, Hannover.
- Hofmann, S. (2012): Inventur einer Zielgerichteten und standortgemäßen Naturverjüngung im Jagdrevier Angerstorf-Lohbruck, Projektarbeit, Forstanwärterlehrgang.
- Holand, Ø. (1993): In vitro dry matter disappearance using roe deer inocula from summer and winter. Agricultural University of Norway, Department of Biology and Nature Conservation. P. O. Box 14, 1424-1432.
- Holand, Ø. (1994): „Seasonal dynamics of digestion in relation to diet quality and intake in European roe deer (*Capreolus capreolus*)“. *Oecologia*, Vol. 98/3, 274-279.
- Hosey, G.R. (1981): Annual foods of the roe deer (*Capreolus capreolus*) in the south of England. *Journal of Zoology (London)*, Vol. 194, 276-78.
- Hothorn, T., Bretz, F., Westfall, P. (2008): Simultaneous inference in general parametric models. *Biometric Journal*, Vol. 50, 346-363.
- Huber, S., Palme, R., Arnold, W. (2003): Effects of season, sex, and sample collection on concentration of fecal cortisol metabolites in red deer. *Academic Press, General and Comparative Endocrinology*, Vol. 130, 48-54.
- Hummel, J., Südekum, K-H., Streich, W.J., Clauss, M. (2006): Forage fermentation patterns and their implications for herbivore ingesta retention times. *Functional Ecology*, Vol. 20, 989-1002.
- Hungate, R.E. (1966): *The rumen and its microbes*. Academic Press, New York and London, 533.

Imai, S., Abe, M., Ogimoto, K. (1981): Ciliate Protozoa from the Rumen of the Japanese Serow, *Capricornis crispus* (Temminck). The Japanese Journal of Veterinary Science, Vol. 43, 359-367.

Jackson, J.E. (1980): The annual diet of the roe deer (*Capreolus capreolus*) in the New Forest, Hampshire, as determined by rumen content analysis. Journal of Zoology, London, Vol. 192, 71-83.

Jäger, E. (2011): Rothmaler - Exkursionsflora von Deutschland. Bd. 2: Gefäßpflanzen: Grundband, 20. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag.

Jepsen, J.U. & Topping, C.J. (2004): Modelling roe deer (*Capreolus capreolus*) in a gradient of forest fragmentation: behavioural plasticity and choice of cover. Canadian Journal of Zoology, Vol. 82, 1528-1541.

Jeroch, H., Drochner, W., Simon, O. (2008): Ernährung landwirtschaftlicher Nutztiere. Eugen Ulmer Verlag Stuttgart, 2. Auflage, 119-126.

Kaluzinski, J. (1982): Composition of the food on roe deer living in fields and the effects of their feeding on plant production. Acta Theriologica, Vol. 27, 457-470.

Kamler, J. (1999): Infusorial concentration in rumen fluid of red deer, fallow deer, roe deer and moufflon. Academy of Sciences of the Czech Republic, Brno, Vol. 68, 247-252.

Kamler, J., Dvorak, J., Kamlerova, K. (2002): Morphological variability of stomach and concentration of rumen infusorial in red deer, fallow deer, roe deer and moufflon. Folia Venatoria, Vol. 32, 15-24.

Kamler, J. & Kamlerova, K. (2003): Differences in relative volume and weight of stomach among four free living ruminants. Acta Veterinaria, Brno, Vol. 72/1, 33-39.

Kamler, J. & Homolka, M. (2005): Faecal nitrogen; a potential indicator of red and roe deer diet quality in forest habitats. Folia Zoologica, Vol. 54/1-2, 89-98.

Kamler, J., Homolka, M., Heroldova M., Literáková, P. (2011): Feeding strategy of wild herbivores in habitats of limited food resources. Wildlife Biology Practice, Vol. 7/1, 46-55.

Kaufmann, W. & Rohr, K. (1967): Ergebnisse gaschromatographischer Bestimmung der flüchtigen Fettsäuren im Pansen bei unterschiedlicher Fütterung, Zeitschrift für Tierphysiologie, Tierernährung und Futtermittelkunde, Bd. 22, 1-8.

Kaufmann, W. (1972): Über die Regulierung des pH-Wertes im Hauben-Pansenraum der Wiederkäuer. Tierärztl. Umschau 27, 324-328.

Keay, J.M., Singh, J., Gaunt, M.C., Kaur, T. (2006): fecal glucocorticoids and their metabolites as indicators of stress in various mammalian species. a literature review. Journal of Zoo and Wildlife Medicine, Vol. 37/3, 234-244.

Kioroglanidis, J. (1981): Nahrungswahl und Überlegungen zur Nahrungsnische bei Reh, Rothirsch und Gemse. Dissertation durch die forstwirtschaftliche Fakultät der LMU München. 83/153.

Kirchgeßner, M. (1997): Tierernährung, Leitfaden für Studium, Praxis und Beratung. Verlagsunion Agrar.

Kirchgeßner, M., Roth, F.X., Schwarz, F.J., Stangl, G.I. (2008): Tierernährung. DLG Verlag, Frankfurt a. Main.

- Klansek, E. (2004): Nahrungszusammensetzung von Rot-, Reh-, und Gamswild im Berggebiet. 16-17 Februar 2004, Tagung für die Jägerschaft.
- Klansek, E. (2005): Äsungswahl des Rehwildes in unterschiedlichen Lebensräumen, 15-16 Februar 2005, 11. Österreichische Jägertagung.
- Klein, D.R. & Schönheyder, F. (1970): Variation in ruminal nitrogen levels among some Cervidae. *Canadian Journal of Zoology*, Vol. 48/6, 1437-1442.
- Klein, D.R. (1972): Factors affecting growth and body size of roe deer. *The Journal of Wildlife Management*, Vol. 36/1, 64-79.
- Klötzli, F. (1965): Qualität und Quantität der Rehäsung. Promotionsarbeit der eidgenössischen technischen Hochschule in Zürich. Prom.-Nr 3516.
- Knorr, H. & Briedermann, L. (1976): Die Ernährung des Feldrehes. *Jagdinformationen* 5. Jg 1: 40-50.
- Koch, T. (1967): Nahrungsgrundlage des Rehwildes, *DDJ* 83, 419.
- Koch, C. (2012): Möglichkeiten zur Messung des pH-Wertes im Pansen. Lehr- und Versuchsanstalt für Viehhaltung, Hofgut Neumühle, Bezirksverband Pfalz, 1-13.
- Kolb, B. (2003): *Gaschromatographie in Bildern, Eine Einführung*. 2 Auflage, Wiley-VCH.
- Konjević, D., Janicki, Z., Slavica, A., Severin, K., Krapinec, K., Božić, F., Palme, R. (2011): Non-invasive monitoring of adrenocortical activity in free-ranging fallow deer. *European Journal of Wildlife Research*, Vol. 57, 77-81.
- Kreuzer, M. & Kirchgeßner, M. (1986): The role of rumen ciliate protozoa in digestion of nutrients, N retention and partition of faecal and urinary nitrogen when feeding different amounts and sources of starch to wether. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*, Vol. 56, 217-231.
- Kumar, A., Pandley, I., Gupta, N., Tivari, D.P. (2006): Effect of high roughage diet on enzyme profile and biochemical changes in the rumen of crossbred bullocks. *Indian Journal of Animal Science*, Vol. 76, 633-637.
- Kurt, F. (1970): *Das Rehwild*. BLV-Verlagsgesellschaft Jagdbiologie.
- Kurt, F. (1991): *Das Reh in der Kulturlandschaft, Sozialverhalten und Ökologie eines Anpassers*. Verlag Paul Parey, Hamburg und Berlin.
- Laitat, E. (1983): Die mikrografische Lösungsanalyse zur Bestimmung der Nahrung von Rotwild und Rehwild, *Zeitschrift für Jagdwissenschaft*, Vol. 29, 218-235.
- Latham, J., Staines, B.W., Gorman, M.L. (1999): Comparative feeding ecology of red and roe deer in Scottish plantation forests. *Journal of Zoology*, Vol. 247/3, 409-418.
- Lechner-Doll, M., Lason, K., Lang, D., Behrend, A. (2001): Evolutionary aspects of dietary selection and digestion in the European roe deer (*Capreolus capreolus*) with special reference to seasonality. *Mitt. Museum für Naturkunde Berlin, Zoologische Reihe*, Vol. 77, 223-227.
- Lechner-Doll, M. & Clauss, M. (2006): Differences in selective reticulo-ruminal particle retention as a key factor in ruminant diversification. *Journal Oecologia*, Vol. 29/3, 321-327.

Lengeler J.W., Drews G., Schlegel H.G. (1999): *Biology of the Prokaryotes*. Thieme Stuttgart New York

Linhart, K. (2014): Untersuchung des Nahrungsspektrums vom Rehwild (*Capreolus capreolus*) aus waldreichen und landwirtschaftlich geprägten Habitaten in Bayern anhand von Panseninhaltsanalysen. Bachelorarbeit an der Studienfakultät für Forstwissenschaft und Ressourcenmanagement, AG Wildbiologie und Wildtiermanagement, TU München.

Lohse, K. (2000): Beiträge zur Ernährungsforschung bei Wiederkäuern. Dissertation durch das Institut für Tierernährung der Tierärztlichen Hochschule Hannover.

Lüder, R. (2006): Grundkurs Pflanzenbestimmung. Eine Praxisanleitung für Anfänger und Fortgeschrittene, 7. Auflage, Quelle & Meyer.

Mayr, J. (2015): Untersuchungen des Pansen-Mikrobioms beim Reh (*Capreolus capreolus*). Bachelorarbeit Naturwissenschaftliche Bildung (Lehramt an Gymnasien), AG Wildbiologie und Wildtiermanagement, TU München.

Mcinnis, M., Vavra, M., Grueger, W. (1983): A comparison of four methods used to determine the diet of large herbivores. *Journal of Range Management*, Vol. 36/3, 302-306.

Melchiar, J. (1960): Das Abäsen der Waldvegetation durch das Rot- und das Rehwild. *Zeitschrift für Jagdwissenschaft.*, Vol. 6, 78-82.

Menke, K.H. & Steingaß, H. (1988): Estimation of the energetic feed value obtained from chemical analysis and in vitro gas production using rumen fluid. *Animal Research and Development*, Vol. 28, 7-75.

Meyer, C. (1988): Nahrungswahl von Rehen in einem Hochgebirgsareal. Diplomarbeit im Bereich Wildbiologie und Jagdkunde, LMU München.

Meyer, R.J. (1974): *Gmelin Handbuch - Der anorganischen Chemie*, 8. Auflage, Springer Verlag, Berlin, 93.

Millen, D.D., De Beni Arrigoni, M., Lauritano Pacheco, R.D. (2016): *Rumenology*. Springer, ISBN: 9783319305318, Vol. XVI, 314.

Millspaugh, J.J., Woods, R.J., Hunt, K.E., Raedeke, K.J., Brundige, G.C., Washburn, B.E., Wasser, S.K. (2001): Using fecal glucocorticoid assays to study the physiological stress response of elk. *Wildlife Society*. Vol. 29, 899-907.

Millspaugh, J.J. (2004): Use of fecal glucocorticoid metabolite measures in conservation biology research: considerations for application and interpretation. *Elsevier, General and Comparative Endocrinology*, Vol. 138, 189-199.

Millspaugh, J.J. & Washburn, B.E. (2004): Use of fecal glucocorticoid metabolite measures in conservation biology research: considerations for application and interpretation. *USDA National Wildlife Research Center- Staff Publications*, 395.

Minder, I. (2012): Local and seasonal variations of roe deer diet in relation to food resource availability in a Mediterranean environment. *European Journal of Wildlife Research*, Vol. 58, 215-225.

Möstl, E. & Palme, R. (2002): Hormones as indicators of stress. *Domestic Animal Endocrinology*, Vol. 23, 67-74.

Morellet, N., Bonenfant, C., Börger, L., Ossi, F., Cagnacci, F., Heurich, M., Kjellander, P., Linell, J.D., Nicoloso, S., Sustr, P., Urbano, F., Mysterud, A. (2013): Seasonality, weather and climate affect home range size in roe deer across a wide latitudinal gradient within Europe. *Journal of Animal Ecology*, Vol. 82/6, 1326-1339.

MO BIO (2014): PowerSoil® DNA Isolations Kit, instruction manual, catalog No. 12888-100, Quantity: 100 preps, Version 07272016, MO BIO Laboratories Inc., www.mobio.com.

Möhring, G. (1963): Zur Beerennahrung des Rehes. *Waldhygiene*, Vol- 5, 68-69.

Mussa, P.P., Aceto, P., Abba, C., Sterpone, L., Meineri, G. (2003): Preliminary study on the feeding habits of roe deer (*Capreolus capreolus*) in the western Alps. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*, Vol. 87, 105-108.

Mrotzek, R., Pfirrmann, H., Barge, U. (2000): Einfluss von Wegebaumaterial und Licht auf die Vegetation von Waldwegen und im angrenzenden Bestand - dargestellt an Wegen im Niedersächsischen Forstamt Bramwald. *Forstarchiv* 71, 234-244.

Nagy, J.G. & Regelin, W.L. (1975): Comparison of Digestive Organ Size of Three Deer Species. *Journal of Wildlife Management*, Vol. 39, 621-625.

Navarro-Gonzalez, N., Verheyden, H., Hoste, H., Cargnelutti, B., Lourtet, B., Merlet, J., Daufresne, T., Lavín, S., Hewison, A.J.M., Morand, S., Serrano, E. (2011): Diet quality and immunocompetence influence parasite load of roe deer in a fragmented landscape. *European Journal of Wildlife Research*, Vol. 57, 639-645.

Navarro-Castilla, A., Mata, C., Ruiz-Capillas, P., Palme, R., Malo, J.E., Barja, I. (2014): Are motorways potential stressors of road-side wood mice populations (*Apodemus sylvaticus*). *PLoS ONE* 9, e91942.

Obidzinski, A., Kieltyk, P., Borkowski, J., Bolibok, L., Remuszko, K. (2013): Autumn-winter diet overlap of fallow, red and roe deer in forest ecosystem, Southern Poland. *Central European Journal of Biology*, Vol. 8/1, 8-17.

Underscheka, K. & Jordan, H.R. (1976): Einflug der Jahreszeit, des Biotops und der Äsungskonkurrenz auf die botanische Zusammensetzung des Panseninhaltes beim Gams-, Reh-, Muffel- und Rotwild. *Die Bodenkultur*, Vol. 27/2, 202-217.

Underscheka K., Vavra I., Klansek E. (1991): Ergebnisse der botanischen Analyse der Panseninhalte bei Gams-, Reh- und Rotwild im FuSt-Revier Achenkirch (1989-1991), Eigenverlag Forschungsinstitut für Wildtierkunde und Ökologie.

Underscheka, K. (1999): Das Rehwild - seine Ernährung und Fütterung. In: Reddemann, J. (Hrsg.) *Rehwild in der Kulturlandschaft*. Schriftenreihe des Landesjagdverbandes Bayern. e.V., Vol. 7, 37-61.

Orpin, C.G. & Joblin, K.N. (1997): The rumen anaerobic fungi. *The Rumen Microbial Ecosystem*, Hobson PN & Stewart CS, Elsevier, London, 140-195.

Osborn, R., Jenks, J., Jensen, W. (1997): Diet of north dakota elk determined from rumen and fecal analyses. *Wildlife and Fisheries Sciences*, Texas A&M University, 237-248.

Oslage, H.J. & Strothmann, A. (1988): Zum Energie- und Proteinbedarf von Rehwild. *Zeitschrift für Jagdwissenschaft*, Vol. 34, 164-181.

- Palme, R., Fischer, P., Schildorfer, H., Ismail, M.N. (1996): Excretion of infused ¹⁴C-steroid hormones via faeces and urine in domestic livestock. *Animal Reproduction Science*, Vol. 43, 43-63.
- Palme, R. & Möstl, E. (1997): Measurement of cortisol metabolites in faeces of sheep as a parameter of cortisol concentration in blood. *International Journal of Mammalian Biology*, Vol. 62, 192-197.
- Palme, R. (2001): Principle of an (enzyme) immunoassay for measuring steroids using biotinylated labels. Update Feb. 2010, Department of Biomedical Science, University of Veterinary Medicine Vienna, Austria.
- Palme, R., Touma, C., Arias, N., Dominchin, M.F., Lepschy, M. (2013): Steroid extraction: Get the best out of faecal samples. *Wiener Tierärztliche Mitschrift - Veterinär Medizin, Austria*, Vol. 100, 238-246.
- Palme, R. & Möstl, E. (2014): Measuring faecal steroid metabolites with enzyme immunoassays (EIA) on microtitre plates using biotinylated steroids as labels. Version: July 2014, Department of Biomedical Science, University of Veterinary Medicine Vienna, Austria.
- Papageorgiou, N., Neophytou, C., Spais, A., Vavalekas, C. (1981): Food preferences and protein and energy requirements for maintenance of roe deer. *Journal of Wildlife Management*, Vol. 45, 728-733.
- Pellerin, M., Saïd, S., Gaillard, J-M. (2008): Roe deer (*Capreolus capreolus*) home-range sizes estimated from VHF and GPS data. *Wildlife Biology*, Vol. 14, 101-110.
- Pellerin, M., Calenge, C., Saïd S., Gaillard J.M., Fritz, H., Duncan, P., Van Laere, G. (2010): Habitat use by female western roe deer (*Capreolus capreolus*): influence of resource availability on habitat selection in two contrasting years. *Canadian Journal of Zoology*, Vol. 88/11, 1052-1062.
- Perzanowski, K. (1978): The Effect of Winter Food Competition on Roe Deer Energy Budget. *Acta Theriologica*, Vol. 25/8, 575-582.
- Pinter, H. (1963): Beobachtungen bei der künstlichen Aufzucht von Rehkitzen. *Zeitschrift für Jagdwissenschaften*, Vol. 9/2, 69-73.
- Popovic, Z., Dordevic, N., Dordevic, M., Grubic, G. & Stojanovic, B. (2009): Estimation of the Quality of the Natution of Roe Deer based on Chemical Composition of the Rumen Content. *Acta Veterinaria (Beograd)*, Vol. 59/5-6, 653-663.
- Prins, R.A. & Geelen, M. (1971): Rumen Characteristic of Red Deer, Fallow Deer, and Roe Deer. *Allen Press, Journal of Wildlife Management*, Vol. 35/4, 673-680.
- Prins, R.A., van Rheenen, D.L., van Klooster, A.T. (1983): Characterization of microbial proteolytic enzymes in the rumen. *Journal of Microbiology and Serology*, Vol. 49, 585-595.
- Purser, D.B. & Moir, R.J. (1959): Ruminant flora studies in the sheep. IX. The effect pf pH on the ciliate population of the rumen in vivo. *Australian Journal of Agricultural Research*, Vol. 10/4, 555-564.
- Putman, R.J. (1986): Foraging by Roe Deer in Agricultural Areas and Impact on Arable Crops, *Journal of Applied Ecology*, Vol. 23, 91-99.

- Putman, R.J. (1994): Effects of grazing and browsing by mammals on woodland, *British Wildlife*, Vol. 5, 205-213.
- Pyke, G.H., Pulliam, H.R., & Charnov, E.L. (1977): Optimal Foraging: A selective review of theory and tests. *The Quarterly Review of Biology*, Vol. 52/2, 137-154.
- Qiagen® (2011): Min Elute® PCR Purification Kit, Handbook, Catalog No. 28004, Quantity: 50 preps, Sample & Assay Technologies, January 2011/1066975, www.qiagen.com.
- Raesfeld, F., Neuhaus, A.H., Schaich K. (1978): *Das Rehwild*. Verlag Parey, Hamburg.
- Ramin, L. (1975): Untersuchung über die Beäsung verschiedener Grünland- und Ackerpflanzen durch Rehwild, 1001/Diss.13 1240.
- Randi, E., Alves, P.C., Carranza, J., Milosevic-Zlatanovic, S., Sfougaris, A., Mucci, N. (2004): Phylogeography of roe deer (*Capreolus capreolus*) populations: the effects of historical genetic subdivisions and recent nonequilibrium dynamics. *Molecular Ecology*, Vol. 13, 3071-3083.
- Redjadj, C., Darmon, G., Maillard, D., Chevrier, T., Bastianelli, D., Verheyden, H., Loison, A., Said, S. (2014): Intra- and Interspecific Differences in Diet Quality and Composition in large Herbivore Community. *PLOS ONE*, Vol. 9/2, e84756. doi:10.1371/journal.pone.0084756.
- Rehbinder, C. & Ciszuk, P. (1985): Supplemental feeding of roe deer with late harvested hay. A pilot study, *Rangifer*, Vol. 5/2, 6-14.
- Rehnus, M., Palme, R., Filli, F., Hackländer, K. (2010): Seasonal glucocorticoid secretion in Mountain hares (*Lepus timidus*). *Mammalia*, Vol. 74, 347-350.
- Rehnus, M., Wehrle, M., Palme, R. (2014): Mountain hares (*Lepus timidus*) and tourism: Stress events and reactions. *Journal of Applied Ecology*, Vol. 51, 6-12.
- Reichetanz, A., Pieper, B., Gabel, M., Zeyner, A. (2013): Effekte einer Ergänzung mit Calciumseifen unterschiedlicher Fettsäuren oder von fraktioniertem Fett auf Milchproduktion und -zusammensetzung bei Milchkühen, *Züchtungskunde*, Vol. 85/3, 226-235.
- Reilly, K., Carruthers, V.R., Attwood, G.T. (2002): Design and Use of 16S Ribosomal DNA-Directed Primers in Competitive PCRs to Enumerate Proteolytic Bacteria in Rumen. *Microbiology Ecology*, Vol. 43, 259-270.
- Reimoser, F. (1994): Expert system 'game ecology - forest regeneration'. In *Status Diagnosis and Rehabilitation Concepts for Impacted Forest Sites in the Bohemian Massif*. Forstliche Schriftenreihe 7, Universität für Bodenkultur Wien, 237-255.
- Reimoser, F. & Gossow, H. (1996): Impact of ungulates on forest vegetation and its dependence on the silvicultural system. *Forest Ecology Management*, Vol. 88, 107-119.
- Reimoser, F. (2004): Äsungsverbesserung und Fütterung für Schalenwild in der mitteleuropäischen Kulturlandschaft, Grundsätzliche Aspekte aus wildökologischer Sicht unter besonderer Berücksichtigung der Wildschadensvermeidung im Wald. 16-17 Februar 2004, Tagung für die Jägerschaft.
- Reimoser, F. (2005): Rehwild in der Kulturlandschaft - Biologie, Lebensraum, Hege, Bejagung. 15-16 Februar 2005, 11. Österreichische Jägertagung.

Reimoser, F. (2006): Begleitforschung zum Projekt Nationalparkjagden im Gasteinertal. Endbericht; Forschungsinstitut für Wildtierkunde und Ökologie, Veterinärmedizinische Universität.

Riney, T. (1955): Evaluating condition of free-ranging red deer (*Cervus elaphus*), with special reference to New Zealand. *New Zealand Journal of Science Technology*, Vol. 36, 429-463.

Ritz, J. Hofer, K., Hofer, E., Hackländer, K., Immekus, D., Codron, D., Clauss, M. (2013): Forestomach pH in hunted roe deer in relation to forestomach region, time of measurement and supplemental feeding and comparison among wild ruminant species. *European Journal of Wildlife Research*, Vol. 59, 505-517.

Reynolds, C.K. & Kristensen, N.B. (2008): Nitrogen Recycling Through the Gut and the Nitrogen Economy of Ruminants: An Asynchronous Symbiosis. *Journal of Animal Science*, Vol. 86, 293-305.

Robinson, R.A. & Sutherland, W.J. (2002): Post-war changes in arable farming and biodiversity in Great Britain. *Journal of Applied Ecology*, Vol. 39, 157-176.

Romero, L.M. (2002): Seasonal changes in plasma glucocorticoid concentrations in free-living vertebrates. *General and Comparative Endocrinology*, Vol. 128, 1-24.

Romero, L.M., Meister, C.J., Cyr, N.E., Kenagy, G.J., Wingfield, J.C. (2007): Seasonal glucocorticoid responses to capture in wild free-living mammals. *American Journal of Physiology - Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, Vol. 294/2, 614-622.

Rowell-Schäfer, A., Lechner-Doll, M., Hofmann, R.R., Streich, W.J., Meyer, H.H. (2000): metabolic evidence of a rumen bypass of a ruminal escape of nutrients in roe deer. *Elsevier, comparative biochemistry and physiology Part A*, Vol. 128, 289-298.

Rusterholz, M. & Turner, D.C. (1978): "Versuche über die" Nährstoffweisheit" beim Reh (*Capreolus capreolus*)." *Review Suisse Zoology*, Vol. 85, 718-730.

Santos, J.P.V., Fernandes-de-Mera J.G., Acevedo P., Boadella M., Fierro Y., Vicente J., Gortazar C. (2013): Optimizing the sampling effort to evaluate body condition in ungulates: A case study on red deer. *Ecological Indicators*, Vol. 1472, 1-7.

Sauerwein, H., Müller, U., Brüssel, H., Lutz, W., Möstl, E. (2004): Establishing baseline values of parameters potentially indicative of chronic stress in red deer from different habitats in western Germany. *European Journal of Wildlife Research*, Vol. 50/4, 168-172.

Schiemann, R., Nehring, K., Hoffmann, L., Jentsch, W., Chody, A. (1971): Energetische Futterbewertung und Energienormen. Berlin: VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag.

Schmid, M. (2013): Anwendung des Hohenheimer Futterwerttests & des Weender-Verfahrens bei natürlicher Nahrung von Rehen (*Capreolus capreolus*). Bachelor Thesis an der Studienfakultät der Forstwissenschaft und Ressourcenmanagement, AG Wildbiologie und Wildtiermanagement, TU München.

Schmidl, C. (1996): Botanische und chemische Panseninhaltsanalyse, chemische Blutuntersuchung und Untersuchung der Schwermetallbelastung beim Rehwild in zwei unterschiedlichen Lebensräumen. Universität Wien.

Schmidt, M. (2004a): Dispersal of vascular plants by game in northern Germany. Part 1: Roe deer and wild boar. *European Journal of Forest Research*, Vol. 123/2, 167-176.

- Schmidt, W. (2004b): Äsungskapazität des Waldes in Abhängigkeit von Standort und Überschildung im Vergleich zu Grünlandflächen. Institut für Waldbau, Göttingen, Tagung für die Jägerschaft, 47-56.
- Schneider, H. (2012): Entwicklung eines Standardverfahrens zur Analyse der Qualität der Nahrung von Rehen (*Capreolus capreolus*). Bachelor Thesis an der Studienfakultät der Forstwissenschaft und Ressourcenmanagement, AG Wildbiologie und Wildtiermanagement, TU München.
- Schröder, A. (2003): Ernährung und Management der Milchkuh vor dem Kalben. Fruchtbarkeitsseminare der RSH eG Rendsburg und Neumünster.
- Shannon, C.E. & Weaver, W. (1949): The mathematical theory of communication. University of Illinois, Urbana.
- Sheldon, A.L. (1969): Equitability indices: dependence on the species count. Ecology, Vol. 50, 466-467.
- Sigma-Aldrich (2015): Ammonia Assa Kit, Technical Bulletin, Catalog Nr. AA0100, www.sigma-aldrich.com.
- Siuda, A., Zurowski, W., Sudia, J. (1969): The food of the Roe deer. Acta Theriologica, Vol. 14, 247-262.
- Skillman, L.C., Toovey A.F., Williams A.J., Wright A-D. (2006): Development and validation of a real-time PCR method to quantify rumen protozoa and examination of variability between entodinium populations in sheep offered a hay-based diet. Applied and Environmental Microbiology, Vol. 71/1, 200-206.
- Slyter, L.L. (1976): Influence of acidosis on rumen function. Journal of Animal Science, Vol. 43, 910-929.
- Smith, A.D. & Shandruk, L.J. (1979): Comparison of fecal, rumen und utilization methods for ascertaining pronghorn diet. Journal of Range Management, Vol. 32/4, 275-279.
- Sommer, A. (2004): Stoffwechsel der Wildwiederkäuer. Bundesanstalt für alpenländische Landwirtschaft Gumpenstein Tagung für die Jägerschaft.
- Sommer, A., Vodansky M., Petrikovic, P., Pozgai, R. (2005): Influence of lucerne and meadow hay quality on the digestibility of nutrients in the roe deer. Czech Journal of Animal Science, Vol. 50/2, 74-80.
- Sotherton, N.W. (1998): Land use changes and the decline of farmland wildlife an appraisal of the set-aside approach. Biological Conservation, Vol. 83, 259-268.
- Sperber, G. (2002): Forstwirtschaft - wirklich nachhaltig? Zustand deutscher Wälder nach 200 Jahren klassischer nachhaltiger Forstwirtschaft und Konsequenzen für die Zukunft. Schriftreihe des Deutschen Rates für Landschaftspflege, Vol. 74, 65-71.
- Steingaß, H. & Menke, K.H. (1986): Schätzungen des energetischen Futterwertes aus der in vitro mit Pansensaft bestimmten Gasbildung und der chemischen Analyse. 1. Mitteilungen: Untersuchungen zur Methode, Übersicht der Tierernährung, Vol. 14, 251-270.
- Stewart, C.S. & Bryant, M.P. (1988): The rumen bacteria, P.N. Hobson, ed. Elsevier, Applied Science, 21-76.

- Storm, D, Aubry, P., Hamann J.L., Said, S., Fritz, H., Stain-Andrieux, C., Klein, F. (2008): Seasonal variation in diet composition and similarity of sympatric red deer (*Cervus elaphus*) and roe deer (*Capreolus capreolus*). *Wildlife Biology*, Vol. 14, 237-250.
- Stubbe, I. (1966): Growth and body size of the European roe deer. *Der Zoologische Garten N.F.*, Vol. 33, 85-105.
- Stubbe, C. & Passarge, H. (1979): *Rehwild*. Verlag J. Neumann-Neudamm, Melsungen, Berlin, 592.
- Stubbe, C. (1990): *Rehwild*. Deutscher Landwirtschaftsverlag 1990, ISBN 3-331-00319-0, 440.
- Stubbe, C. (1997): *Das Rehwild*. Parey Buchverlag, Berlin, 568.
- Stubbe, C. (2008): *Rehwild, Biologie - Ökologie - Bewirtschaftung*. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart, ISBN 978-3-440-11211-3, 400.
- Sylvester, J.T., Karnati, S.K., Yu, Z., Morrison, M., Firkins, J.L. (2004): Development of an assay to quantify rumen ciliate protozoal biomass in cows using real-time PCR. *Journal of Nutrition*, Vol. 134, 3378-3384.
- Tataruch, F. & Onderscheka, K. (1993): Gehalt an Ammoniak und flüchtigen Fettsäuren im Pansensaft von Rot-, Reh- und Gamswild. *Veterinary medicine Austria*, Wien, Tierärztliche Mitschrift, Vol. 80/9, 269-274.
- Tataruch, F. & Onderscheka, K. (1996): Untersuchung zur Kondition des Steinwildes in Graubünden. *Blackwell Wissenschafts-Verlag*, Berlin, *Zeitschrift für Jagdwissenschaft*, Vol. 42, 92-103.
- Thiel, D., Jenni-Eiermann, S., Palme, R., Jenni, L. (2011): Winter tourism increases stress hormone levels in endangered capercaillie (*Tetrao urogallus*). *Ibis*, Vol. 153, 122-133.
- Tixier, H. & Duncan, P. (1996): Are European roe deer browsers, a review of variations in the composition of their diets. *Revue d'Écologie*, Vol. 51, 3-17.
- Toïgo, C., Gaillard, J.M., Van Laere, G., Hewison, M., Morellet, N. (2006): How does environmental variation influence body mass, body size, and body condition? Roe deer as a case study. *Ecography*, Vol. 29/3, 301-308.
- Tollefson, T.N., Shipley, L.A., Myers, W.L., Keisel, D.H., Dasgupt, N. (2010): Influence of Summer and Autumn Nutrition on Body Condition and Reproduction in Lactating Mule Deer. *The Journal of Wildlife Management*, Vol. 74/5, 974-986.
- Touma, C., Möstl, E., Sachser, N., Palme, R. (2003): Effect of sex and time of day on metabolism and excretion of corticosterone in urine and feces of mice. *General and Comparative Endocrinology*, Vol. 130, 267-278.
- Touma, C. & Palme, R. (2005): Measuring Fecal Glucocorticoid Metabolites in Mammals and Birds: The Importance of Validation. *Annals of the New York Academy of Science*, Vol. 1046, 54-74.
- Treichler, J. (1972): Ein Beitrag zur Ernährung des Rehwildes (*Capreolus capreolus* L.) unter besonderer Berücksichtigung der verschiedenen Möglichkeiten der Winterfütterung. *Diss. Hannover*.
- Turner, A.I., Canny, B.J., Hobbs, R.J., Bond, J.D., Clarke, I.J., Tilbrook, A.J. (2002): Influence of sex and gonadal status of sheep on cortisol secretion in response to ACTH and on cortisol and LH secretion in response to stress: importance of different stressors. *Journal of Endocrinology*, Vol. 173, 113-122.

Ueckermann, E. (1971): Die Fütterung des Schalenwildes: Ernährungsgrundlagen u. Anleitung f.d. Fütterungstechnik in freier Wildbahn, im Gehege u. im Gatterrevier. Schriftenreihe der Forschungsstelle für Jagdkunde und Wildschadenverhütung, Verlag Paul Parey, Hamburg.

Ueckermann, E. (1986): Die Fütterung des Schalenwildes. Verlag Paul Parey, Hamburg.

Van Lier, E., Perez-Clariget, R., Forstberg, M. (2007): Sex differences in cortisol secretion after administration of an ACTH analogue in sheep during the breeding and non-breeding season. Elsevier, Animal Reproduction Science, Vol. 79/1-2, 81-92.

Van Soest, P.J. & Wine, R.H. (1967): Use of detergents in the analysis of fibrous feeds. IV. Determination of plant cell-wall constituents. Journal of the Association of Official Analytical Chemists, Vol. 50, 50-5.

Van Soest, P.J. (1982): Nutritional Ecology of the Ruminant. Cornell University Press, Durham and Downey Print.

Veith, S. (1992): Nahrungswahl von Rehen in einem Revier der Zentralalpen, Diplomarbeit im Bereich Wildtierforschung und Wildtiermanagement, LMU München.

VDLUFÄ (2013): Methodenhandbuch, Die chemische Untersuchung von Futtermitteln, Band III, Verband Deutscher landwirtschaftlicher Untersuchungs- und Forschungsanstalten, 3 Auflage, 2190, ISBN: 978-3-941273-14-6.

Vincent, J.P., Bideau, E., Hewison, A.J.M., Angibault, J.M. (2009): The influence of increasing density on body weight, kid production, home range and winter grouping in roe deer (*Capreolus capreolus*), Journal of Zoology, Vol. 236/3, 371-382.

Wachter, H. & Hausen, A. (2002): Chemie für Mediziner. De Gruyter Lehrbuch, 8 Auflage.

Wallach, A.D., Shanas U., Inbar M. (2009): Feeding activity and dietary composition of roe deer at the southern edge of their range. European Journal of Wildlife Research, Vol. 56, 1-9.

Warren, R.J. & Kirkpatrick, R.L. (1982): Evaluating nutritional status of white-tailed deer using fat indices. Proceedings of the Annual Conference, SEAFWA, 463-472.

Washburn, B.E. & Millspaugh, J.J. (2002): Effects of simulated environmental conditions on glucocorticoid metabolite measurements in white-tailed deer feces. General and Comparative Endocrinology, Vol. 127, 217-222.

Weckesser, M. (2003): Die Bodenvegetation von Buchen-Fichten-Mischbeständen in Sollingen - Struktur, Diversität und Stoffhaushalt. Dissertation im Bereich Biologie, Universität Göttingen, Cuvillier Verlag.

Weilnböck, G. (2013): Zur Stressbelastung des Rehwildes (*Capreolus capreolus*) beim Fang mit der Kastenfalle. Inaugural-Dissertation zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilian-Universität München.

Weiner, J. (1977): Energy metabolism of roe deer. Acta Theriologica, Vol. 22, 3-24.

Wotschikowsky U. & Schwab G. (1994): Das Rehprojekt Hahnebaum. Schlußbericht, Wildbiologische Gesellschaft München e.V.

Wurm, K. (2010): Grundlagen zur Rationsberechnung für Milchkuhe. Tierärztliche Tagung Raumberg-Gumpenstein, 41-46, ISBN: 978-3-902559-46-3.

Zbyryt, A., Bubnicki, W.J., Kuijper, P.J.D., Dehnhard, M., Churski, M., Schmidt, K. (2017): Do

wild ungulates experience higher stress with humans than with large carnivores? Behavioral Ecology, Vol. 00, 1-12, DOI: 10.1093/beheco/arx142.

Zettel, J. (1974): Mikroskopische Epidermiskennzeichen von Pflanzen als Bestimmungshilfen. Mikrokosmos, Vol. 63/4, 106-111; Vol. 63/5, 136-140; Vol. 63/6, 177-181; Vol. 63/7, 201-206.

Zweifel-Schielly, B. (2005): Spatial and nutritional ecology of GPS-collared red deer in an alpine region: the role of forage availability and quality. Dissertation, Naturwissenschaften, Eidgenössische Technische Hochschule ETH Zürich, Nr. 16055.

Zwijac-Kozica, T., Selva, N., Barja, I., Silván, G., Martínez-Fernández, L., Illera, J.C., Jodłowski, M. (2012): Concentration of fecal cortisol metabolites in chamois in relation to tourist pressure in Tatra National Park (South Portland). Polish Academy of Sciences, Acta Theriologica, DOI 10.1007/s13364-012-0108-7.

Arbeitsanteil

Seit 01.04.2012 bis 31.12.2012 war ich als wissenschaftliche Mitarbeiterin angestellt für die Bearbeitung des vom Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten genehmigten und finanziell geförderten Projektes „Analyse der Veränderung des Energiegehalts und der Qualität der Rehnahrung im Jahresverlauf“ in der Arbeitsgruppe Wildbiologie und Wildtiermanagement. Das Projekt umfasste die Analyse des Panseninhalts von achtzig Rehen aus zwei unterschiedlichen Gebieten bezüglich der Qualität und des Energiegehalts der aufgenommenen Nahrung. Die Analysen wurden ergänzt durch vergleichende pflanzensoziologische Aufnahmen in den Habitaten sowie einer Isotopenanalyse der Nahrungspartikel der Pansenrohmasse.

Im Rahmen der Projektbearbeitung schlug Herr PD Dr. habil. König vor, meine Promotion in diesem Themenfeld zu verorten. Dies beinhaltete die wesentliche Aufstockung der Probenanzahl von insgesamt 80 auf 245 Proben sowie die Bearbeitung weiterer wissenschaftlicher Fragestellungen: zum einen die Kondition und der Stress der Untersuchungstiere, zum anderen die Mikrobiotazusammensetzung und den pH-Wert des Pansens. Seit 06/2012 war ich als Doktorandin der TU gemeldet. Finanziell gefördert wurde die Arbeit durch ein Promotionsstipendium der Konrad-Adenauer-Stiftung von 03/2013 bis 03/2016.

PD Dr. habil. Andreas König, Leiter der Arbeitsgruppe Wildbiologie und Wildtiermanagement am Lehrstuhl Tierökologie, war von Beginn an der zuständige Doktorvater, Förderer und Initiator dieser Promotion. Durch die enge Zusammenarbeit mit dem Lehrstuhl für Tierernährung seit Ende 2012 wurde Prof. Dr. Wilhelm Windisch ebenfalls zu einem großen Unterstützer und Förderer dieser Arbeit, besonders in den Themenfeldern Mikrobiota und Ernährungsphysiologie. Durch die Emeritierung von Herrn Prof. Dr. Reinhard Schopf, ehemaliger Leiter des Lehrstuhls für Tierökologie, gehört die Arbeitsgruppe Wildbiologie und Wildtiermanagement seit August 2014 dem Lehrstuhl für Tierernährung an.

Im Rahmen des Projektes und meines Promotionsvorhabens stellte sich mir die Aufgaben der Probenerlangung, Probenentnahme, Durchführung der Analysen, und Auswertung der Ergebnisse sowie Dokumentation. Die Probenbeschaffung wurde unterstützt durch eine gut kooperierende Jägerschaft und engagierte Mitarbeiter der Arbeitsgruppe Wildbiologie. Die Probenaufbereitung führte ich, teilweise unterstützt durch Kathrin Heckel, in den Laborräumen der AG Wildbiologie und des Lehrstuhls für Tierernährung durch. Die Energiemessung des Panseninhalts nahm ich am kooperierenden Institut für Bioanalytik der TU München vor. Die Qualität der Rehnahrung und des Pansensafts wurden nach meiner Vor-/Aufbereitung der Proben am Lehrstuhl für Tierernährung von den Mitarbeitern von Herrn Prof. Dr. Windisch

gemessen. Die Analyse der Mikrobiota und des pH-Werts erarbeitete ich eigenständig im Molekularlabor des Lehrstuhls für Tierernährung unter Anweisung von Frau Dr. Carmen Bolduan. Die Konditionsmessung habe ich in den Laborräumen der AG Wildbiologie und die Untersuchungen auf Stresssingale im Kot der Tiere an der kooperierenden Veterinärmedizinischen Universität Wien unter Anweisung von Herrn Ao. Univ.-Prof. Dr. Rupert Palme vorgenommen. Die makroskopische Panseninhaltsanalyse wurde von Frau Juliane Mitschke unter meiner Anweisung ausgeführt. Die Ergebniskontrolle, Auswertung und Ergebnisdarstellung aller Analysen lag in meiner Verantwortung. Des Weiteren oblag mir die Projektorganisation, die Kommunikation und Agreements mit den Kooperationspartnern sowie die Betreuung von Bachelor- und Masteranten zu diesem oder ähnlichen Themenfeldern (H. Schneider 2012, M. Schmid 2013, K. Heckel 2013, E. Hudler 2013, K. Linhart 2014, J. Mayr 2015, M. Stang 2015).

Vorveröffentlichungen

Folgende Themen wurden im Rahmen dieser Dissertation vorveröffentlicht:

1) Publikationen:

Scheingraber, M., Klobetz-Rassam, E., Palme, R., König, A. (2016): Wie gestresst sind unsere Rehe? In: König, A., Hohmann, U., Ebert, C., Mitschke, J. (Hrsg.): Wildbiologische Forschungsbericht Bd. 2, 74 - 85.

König, A., Scheingraber, M. (2016): Energiehaushalt von Rehen im Jahresverlauf. In: König, A., Hohmann, U., Ebert, C., Mitschke, J. (Hrsg.): Wildbiologische Forschungsbericht Bd. 2, 197 - 207.

König, A., Mitschke, J., Scheingraber, M. (2016): Energiegehalt und Qualität der Nahrung von Rehen (*Capreolus capreolus*) im Jahresverlauf in zwei unterschiedlich geprägten Habitaten. In: Forstliche Forschungsberichte München, Schriftenreihe des Zentrums Wald-Forst-Holz Weihenstephan, Nr. 215.

2) Konferenz-/Tagungsbeiträge:

Dahl, S.A., Scheingraber, M., Windisch, W., König, A. (2018): Digestive plasticity of roe deer in response to changes in diet energy and diet quality. Poster Präsentation, 72. Tagung der Gesellschaft für Ernährungsphysiologie, Göttingen, März.

König, A., Scheingraber, M., Dahl, S.A. (2017): Plasticity of roe deer on annual changes of energy and quality in their diet. Vortrag/Tagungsbeitrag, 33rd IUGB (International Union of Game Biologists), Montpellier, France, August.

Hackl, S., Scheingraber, M., Stang, M., Palme, R., König, A. (2017): Non-invasive monitoring of glucocorticoid metabolite response in *Capreolus capreolus* impact of a drive hunt. Vortrag/Tagungsbeitrag, 33rd IUGB (International Union of Game Biologists), Montpellier, France, August.

Scheingraber, M., Windisch, W., Zißler, E., König, A. (2016): Analyse des ruminalen Mikrobioms beim Rehwild. Vortrag, Rehwild Symposium, Forstfakultät, Technische Universität München, März.

Scheingraber, M., Windisch, W., Palme, R., König, A. (2016): Wie gut oder schlecht geht es unseren Rehen in Bayern. Vortrag, Rehwild Symposium, Forstfakultät, Technische Universität München, März.

Scheingraber, M., Klobetz-Rassam, E., Palme, R., König, A. (2014): Stressanalyse zweier in unterschiedlichen Habitaten lebenden Rehpopulationen? Vortrag/Tagungsbeitrag, VWJD Tagung (Vereinigung der Wildbiologen und Jagdwissenschaftler Deutschlands), Freising, November.

Scheingraber, M., Windisch, W., Danier, J., König, A. (2013): Methodical approach of rumen analysis to assess the nutritional energy of roe deer diet. Poster Presentation, XXXIth IUGB Congress (International Union of Game Biologists), Brüssel, Belgien, August.

Scheingraber, M., Windisch, W., König, A. (2012): Schwerpunkt Analytik: Analyse des Energiegehalts und der Qualität der Nahrung von Rehen. Vortrag/Tagungsbeitrag, VWJD Tagung „(Vereinigung der Wildbiologen und Jagdwissenschaftler Deutschlands), Bonn, Oktober.

Scheingraber, M., Windisch, W., König, A. (2012): Energiegehalt und Qualität der Nahrung von Rehen (*Capreolus capreolus*) im Jahresverlauf in unterschiedlich geprägten Habitaten. Vortrag/Tagungsbeitrag, Forstwissenschaftliche Tagung, Freising, September.

Curriculum Vitae

Zur Person

Martina Hudler (geb. Scheingraber)
geboren am 27.10.1985 in München, verheiratet

Beruflicher Werdegang

- 06/18 - dato Field Analystin, STEM Healthcare Germany GmbH
- 04/16 - 05/18 Medizinisch wissenschaftlicher Außendienst, Berlin-Chemie AG
- 04/13 - 03/16 Doktorandin und wissenschaftliche Mitarbeiterin der AG Wildbiologie
zum Thema: „Vergleichende Untersuchung der Nahrung und ernährungsphysiologischer Aspekte zweier Rehwildpopulationen in Bayern“
gefördert durch die Konrad-Adenauer-Stiftung von 03/2013 - 03/2016
- 04/12 - 03/13 Wissenschaftliche Mitarbeiterin der AG Wildbiologie, TU München
- 01/12 - 04/12 Wissenschaftliche Hilfskraft der AG Wildbiologie, TU München

Studium

- 10/09 - 09/11 Studium der Biologie M.Sc., TU München
Schwerpunkte: Wildbiologie & Wildtiermanagement, Tierphysiologie, Epidemiologie

Titel Master Thesis: Molecular Differentiation of Taeniid Tapeworms of Uganda's Large Predators and Domestic Dogs
- 10/06 - 09/09 Studium der Biologie B.Sc., TU München
Schwerpunkte: Spezielle & Molekulare Zoologie, Tierökologie

Titel Bachelor Thesis: Untersuchung des Nahrungsspektrums von urbanen und ruralen Füchsen (*Vulpus vulpus*) anhand von Mageninhaltsanalysen

Auslandsaufenthalte

- 03/11 - 07/11 Masterarbeit, Uganda's Large Predator Project, Uganda
- 08/07 - 09/07 Wildbiologisches Praktikum, Wildfarm Omatako, Namibia
- 08/02 - 06/03 High-School Auslandsjahr, West Virginia, USA

Danksagung

Für die monetäre und ideelle Förderung der Doktorarbeit und meiner Person möchte ich der Konrad-Adenauer-Stiftung herzlichst danken. Es war eine große Bereicherung, ein Teil dieser Stiftung sein zu dürfen. Durch die finanzielle Förderung konnte in dieser Doktorarbeit eine Vielzahl an kostspieligen und neuen Forschungsideen verwirklicht werden. Der Obersten Jagdbehörde möchte ich ebenfalls Danken für die Förderung des Projektes „Energiegehalt und Qualität der Rehnahrung“ an welchem ich teilhaben durfte und wodurch die Möglichkeit einer Doktorarbeit erst entstanden ist.

Mein ganz besonderer Dank geht an PD Dr. habil. Andreas König, Initiator und Förderer dieser Doktorarbeit, der mir über all die Jahre sein Vertrauen geschenkt und die Möglichkeit gegeben hat, diese Doktorarbeit anzufertigen. Seine Ideen und Anregungen waren nicht nur eine große Hilfe, sondern unablässig für diese Dissertation. Auch möchte ich mich bei Herrn Prof. Dr. Wilhelm Windisch bedanken, der mir mit seiner langjährigen Erfahrung bei schwierigen Fragestellungen immer eine große Hilfe war und für jedes Problem schnell eine Lösung fand.

Herrn Prof. Dr. Harald Luksch danke ich herzlichst für die Übernahme des Vorsitzes der Prüfungskommission. Herrn Prof. Dr. Roland Gerstmeier gilt mein großer Dank für die unzähligen lehrreichen und interessanten Gespräche und Ratschläge während meiner Promotionszeit an der TU München.

In besonderem Maße möchte ich mich bei allen Beteiligten und Unterstützern bedanken, die mir bei der Probenbeschaffung und -entnahme zur Seite standen und ohne deren Hilfe diese hohe Probenanzahl nie möglich gewesen wäre. Ganz besonders möchte ich hier Klaus Urban aber auch Emil Hudler, Felix Kuwert, Dr. Christof Janko, Herbert Raßhofer, Gerhard Pommer, Juliane Mitschke, Anke Kleinhenz, Kathrin Heckel und Julia Mayr hervorheben.

Bedanken will ich mich auch bei Herrn Klaus Urban, Herrn Herbert Raßhofer, Herrn Martin Haslbeck und dem Forstbetrieb München, Herrn Wilhelm Seerieder sowie Herrn Eckhard Schmoldt auf deren Flächen die Studie durchgeführt werden durfte.

Auch gilt mein bester Dank allen Kooperationspartnern, die mir bei den Analysen mit Rat und Tat zur Seite standen. Hier möchte ich besonders Marcel Kelkel, Jürgen Danier (Bioanalytik), Herrn Prof. Dr. Rupert Palme (Vetmed-Uni. Wien), Prof. Hans Schnyder & Prof. Karl Auerswald (LS Grünlandlehre), Thomas Sonnhütter, Dr. Carmen Bolduan, Elisabeth Zißler, Andrea Reichlmeir, Magdalena Janovsky, Michael Gertitschke (LS Tierernährung), Philip Schmitz und Steffi Caspers (Uni. Siegen) und Dr. Herbert Steingass (Uni. Hohenheim) danken.

Für die statistische Unterstützung bzw. Beratung bei der Durchführung und Auswertung dieser Arbeit bedanke ich mich ganz herzlich bei Dr. Stephan Haug (Lehrstuhl für Mathematische Statistik, TUM) und Dr. Tobias Zehetmair (ehemals Lehrstuhl Tierökologie, TUM).

Meiner Freundin Steffi Caspers danke ich sehr für die eigens für meine Dissertation angefertigte Bleistift-Rehzeichnung. Für die Korrektur des englischen Abstracts möchte ich meiner lieben Freundin Sue Hacker-Strobel ganz herzlich danken.

Nicht zuletzt geht ein großer Dank an meine Familie und die Freunde, die mich in all den Jahren unterstützten und mir mit hilfreichen Diskussionen und Ratschlägen zur Seite standen. Vor allem meinem Vater, Dr. Claus Scheingraber, meinem Stiefonkel, Dr. Herbert Dandl und meinem lieben Freund Prof. Dr. Klaus J. Lenzian gilt besonders großen Dank für die Korrektur meiner Arbeit, die Ihnen mit Sicherheit viel Geduld und Mühe abverlangte.

Den größten Dank verdient eine Person, ohne die diese Arbeit so nie möglich gewesen wäre. Er war und ist mein stetiger Wegbegleiter, bester Freund, unermüdlicher Motivator und Unterstützer.

7IW3

Eidesstattliche Erklärung



Ich erkläre an Eides statt, dass ich die bei der **Fakultät Wissenschaftszentrum Weihenstephan für Ernährung, Landnutzung und Umwelt** (promotionsführende Einrichtung) der TUM zur Promotionsprüfung vorgelegte Arbeit mit dem Titel:

Vergleichende Untersuchung der Nahrung und ernährungsphysiologischer Aspekte zweier Rehwildpopulationen in Bayern

in der Arbeitsgruppe Wildbiologie und Wildtiermanagement am Lehrstuhl für Tierernährung unter der Anleitung und Betreuung durch **PD Dr. habil. Andreas König** ohne sonstige Hilfe erstellt und bei der Abfassung nur die gemäß § 6 Abs. 6 und 7 Satz 2 angegebenen Hilfsmittel benutzt habe.

Ich habe keine Organisation eingeschaltet, die gegen Entgelt Betreuerinnen und Betreuer für die Anfertigung von Dissertationen sucht, oder die mir obliegenden Pflichten hinsichtlich der Prüfungsleistungen für mich ganz oder teilweise erledigt.

Ich habe die Dissertation in dieser oder ähnlicher Form in keinem anderen Prüfungsverfahren als Prüfungsleistung vorgelegt.

Die vollständige Dissertation wurde in ... veröffentlicht. Die promotionsführende Einrichtung ... hat der Vorveröffentlichung zugestimmt.

Ich habe den angestrebten Doktorgrad noch nicht erworben und bin nicht in einem früheren Promotionsverfahren für den angestrebten Doktorgrad endgültig gescheitert.

Ich habe bereits am ... bei der Fakultät für ... der Hochschule ... unter Vorlage einer Dissertation mit dem Thema die Zulassung zur Promotion beantragt mit dem Ergebnis: ...

Die öffentlich zugängliche Promotionsordnung der TUM ist mir bekannt, insbesondere habe ich die Bedeutung von § 28 (Nichtigkeit der Promotion) und § 29 (Entzug des Doktorgrades) zur Kenntnis genommen. Ich bin mir der Konsequenzen einer falschen Eidesstattlichen Erklärung bewusst.

Mit der Aufnahme meiner personenbezogenen Daten in die Alumni-Datei bei der TUM bin ich einverstanden nicht einverstanden

Dießen, den 09.10.2018

.....