

Aus der Klautierklinik des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

**Vergleichende Untersuchungen zur Aussage des
Harnstoffverteilungsraumes, der Lebendmasse und der Rückenfettdicke
zum Körperfettgehalt der Milchkuh**

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Grades
eines Doktors der Veterinärmedizin
an der Freien Universität Berlin

vorgelegt von
Olaf Wappler
Tierarzt aus Bad Langensalza

Berlin 1997
Journal Nr. 2033

Gedruckt mit Genehmigung
des Fachbereiches Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Dekan: Univ.-Prof. Dr. K. Hartung

Erster Gutachter: Univ.-Prof. Dr. R. Staufenbiel

Zweiter Gutachter: Univ.-Prof. Dr. H. Hartmann

Tag der Promotion: 08.07.1997

Inhaltsverzeichnis

Seite

Abkürzungsverzeichnis

1.	Aufgabenstellung	1
2.	Literaturübersicht	3
2.1	Bestimmung der Körperzusammensetzung über das Gesamtkörperwasser	3
2.1.1	Kalkulation des Körperfettgehaltes	6
2.1.2	Kalkulation des Körperprotein- und -aschegehaltes	9
2.1.3	Einfluß des Magen-Darm-Inhaltes auf die Kalkulation der Körperzusammensetzung	11
2.2	Bestimmung des Gesamtkörperwassers unter Verwendung von Antipyrin	13
2.2.1	Charakterisierung der Substanz Antipyrin	13
2.2.2	Methode und Ergebnisse	16
2.3	Bestimmung der Körperzusammensetzung unter Verwendung von Harnstoff	22
2.3.1	Charakterisierung der Substanz Harnstoff	22
2.3.2	Methoden und Ergebnisse	28
3.	Eigene Untersuchungen	42
3.1	Material und Methode	42
3.1.1	Untersuchungsmaterial	42
3.1.2	Untersuchungsmethoden	43
3.1.2.1	Tiervorbereitung	43

3.1.2.2	Untersuchungen zur Harnstoff-Methode	44
3.1.2.3	Bestimmung des Harnstoffverteilungsraumes	44
3.1.2.4	Kalkulation des Körperfettgehaltes über den extrapolierten Harnstoffverteilungsraum	47
3.1.2.5	Bestimmung des Gesamtkörperwassergehaltes mit Antipyrin	48
3.1.2.6	Kalkulation des Körperfettgehaltes über das Gesamtkörperwasser	52
3.1.2.7	Messung der Rückenfettdicke	53
3.1.3	Statistische Auswertung	55
3.2	Ergebnisse	56
3.2.1	Untersuchungen zur Harnstoff-Methode	56
3.2.2	Harnstoffverteilungsraum	57
3.2.2	Absoluter Körperfettgehalt und Harnstoffverteilungsraum	59
3.2.4	Relativer Körperfettgehalt und Harnstoffverteilungsraum	63
3.2.5	Absoluter Körperfettgehalt und Lebendmasse	67
3.2.6	Relativer Körperfettgehalt und Lebendmasse	69
3.2.7	Absoluter Körperfettgehalt und Rückenfettdicke	71
3.2.8	Relativer Körperfetthalt und Rückenfettdicke	73
3.2.9	Vorhersage des Körperfettgehaltes mit multiplen Regressionsmodellen	76
3.2.10	Kalkulation des Körperfettgehaltes über den extrapolierten Harnstoffverteilungsraum	84
3.2.11	Abhängigkeit der Rückenfettdicke vom Meßort	85
3.2.12	Visuelle Konditionsbeurteilung	88

3.3	Diskussion	94
3.3.1	Untersuchungen zur Harnstoff-Methode	94
3.2.2	Harnstoffverteilungsraum	96
3.3.3	Absoluter Körperfettgehalt und Harnstoffverteilungsraum	99
3.3.4	Relativer Körperfettgehalt und Harnstoffverteilungsraum	102
3.3.5	Absoluter Körperfettgehalt und Lebendmasse	106
3.3.6	Relativer Körperfettgehalt und Lebendmasse	109
3.3.7	Absoluter Körperfettgehalt und Rückenfettdicke	111
3.3.8	Relativer Körperfettgehalt und Rückenfettdicke	113
3.3.9	Vorhersage des Körperfettgehaltes mit multiplen Regressionsmodellen	114
3.3.10	Kalkulation des Körperfettgehaltes über den extrapolierten Harnstoffverteilungsraum	116
3.3.11	Abhängigkeit der Rückenfettdicke vom Meßort	118
3.3.12	Visuelle Konditionsbeurteilung	119
3.4	Zusammenfassende Diskussion	124
4.	Schlußfolgerungen	131
5.	Zusammenfassung	134
6.	Summary	136
	Literaturverzeichnis	138

Abkürzungverzeichnis

a	Schnittpunkt der Regressionsgeraden mit der Ordinatenachse
b, c, d	Regressionskoeffizienten
GKW	Gesamtkörperwasser
HF	Holstein-Friesian
HVR _{9, 12, 15}	Harnstoffverteilungsraum nach 9, 12, 15 Minuten
HVR _{EP}	Harnstoffverteilungsraum ermittelt durch Extrapolation
KFG	Körperfettgehalt
LM	Lebendmasse
M	Meßwert
n	Tierzahl
p	Irrtumswahrscheinlichkeit
r	Korrelationskoeffizient
r ²	Bestimmtheitsmaß
RFD _{1, 2, 3, 4, 5}	Rückenfettdicke an den Meßpunkten 1, 2, 3, 4, 5
RFD _S	Rückenfettdickenschätzung am Meßpunkt 1
S	Schätzwert
SMR	Schwarzbuntes Milchrind
S _{y,x}	Reststreuung um die Regressionsgerade
*	Irrtumswahrscheinlichkeit $p < 0,05$

Tabellarischer Lebenslauf

Persönliche Daten:

Name: Wappler
Vorname: Olaf
Geburtstag: 09.09.1969
Geburtsort: Bad Langensalza
Familienstand: ledig

Schulbildung:

9/1976 - 8/1986 Polytechnische Oberschule in Bad Langensalza
9/1986 - 8/1988 Arbeiter- und Bauern-Fakultät „Walter Ulbricht“ in Halle
Abitur: Juli 1988

Berufsausbildung:

10/89 - 3/90 Studium in der Fachrichtung Veterinärmedizin an der Hochschule für Zootechnik und Veterinärmedizin Stara Zagora/Bulgarien
3/90 - 3/95 Studium in der Fachrichtung Veterinärmedizin an der Humboldt-Universität zu Berlin und der Freien Universität Berlin
Abschluß: Gesamtergebnis: gut

Berufstätigkeit:

4/95 - 4/97 Assistenztierarzt in der Tierärztlichen Praxis für Kleintiere Dr. Klaus Jedicke in Kassel
seit 4/97 Assistenztierarzt in der Tierärztlichen Praxis für Kleintiere Dr. Antina Harder in Hess. Lichtenau

Danksagung

Mein außerordentlicher Dank gilt Herrn Prof. Dr. Rudolf Staufenbiel für die Überlassung des Themas sowie für die ununterbrochene sachkundige und kreative Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit.

Für die Möglichkeit zur Durchführung der praktischen Untersuchungen danke ich Herrn Dr. sc. L. Panicke aus dem Forschungsinstitut für die Biologie der landwirtschaftlichen Nutztiere Dummerstorf. Mein besonderer Dank gilt Herrn R. Grahl, der tatkräftig bei der Versuchsdurchführung mitwirkte.

Weiterhin bedanke ich mich bei Herrn Dr. sc. D. Dargel und den Mitarbeitern des Labors der Medizinischen Tierklinik der Freien Universität Berlin (Standort Mitte) für die Unterstützung bei der Aufarbeitung des Probenmaterials.

Zum Abschluß möchte ich mich bei Herrn Dr. R.-U. Hirschmann für die uneigennützigte Mitarbeit bei der technischen Fertigstellung dieser Arbeit bedanken.

1. Aufgabenstellung

Unter den landwirtschaftlichen Nutztieren ist die Milchkuh hinsichtlich des Fett- und Energiestoffwechsels der interessanteste Vertreter (STAUFENBIEL u. Mitarb. 1987). Die optimale Gestaltung des Reproduktionsprozesses im Sinne einer stabilen Fruchtbarkeit und hohen Milchleistung erfordert eine umfassende Kenntnis über Veränderungen in der Körperzusammensetzung. Von den Hauptkörperbestandteilen ist vorrangig das Fett als der dynamischsten Komponente der Körpermasse von Interesse (STAUFENBIEL u. WIEDEMANN 1987). Dem Fettgewebe kommt einerseits eine positive, milchleistungsfördernde, fruchtbarkeits- und stoffwechselstabilisierende Funktion zu, andererseits besitzt es eine negative, milchleistungsdepressive, fruchtbarkeits- und gesundheitsdestabilisierende Potenz (NEUER 1993).

Aussagen zur Körperzusammensetzung am lebenden Tier setzen eine präzise Bestimmung der Körperbestandteile voraus (ALRAHEEM u. Mitarb. 1992). Erprobte Verfahren stellen die Verdünnungsmethoden auf der Grundlage der Bestimmung des Körperwassergehaltes dar (SHEBAITE 1977). Unter Annahme der relativen Konstanz der fettfreien Körpermasse kann durch die Bestimmung des Wassergehaltes auf die Menge der anderen Körperbestandteile geschlossen werden (REID u. Mitarb. 1955).

Die Bestimmung des Gesamtkörperwassers mit Antipyrin als Markersubstanz war in der zurückliegenden Zeit wiederholt Gegenstand von Untersuchungen (WIEDEMANN 1989; FEKRY u. Mitarb. 1989, KLAUHN 1992, SEKINE u. Mitarb. 1992, RIECKHOFF 1992). Die Ergebnisse zeigen, daß diese Methode für die Kalkulation der Körperzusammensetzung am lebenden Rind geeignet ist. Nachteilig ist jedoch ein enormer zeitlicher und arbeitstechnischer Aufwand, der Untersuchungen nur an geringen Tierzahlen zuläßt.

Harnstoff wird als geeignete Substanz zur Bestimmung der Körperzusammensetzung beim Rind beschrieben (PRESTON u. KOCK 1973). Harnstoff ist billig, verteilt sich schnell im Körperwasser und läßt sich einfach im Blut bestimmen (ALRAHEEM u. Mitarb. 1992).

Der Harnstoffverteilungsraum 12 Minuten nach intravenöser Harnstoffapplikation gilt als potentieller Indikator der Körperzusammensetzung (KOCK u. PRESTON 1979). Insbesondere beim Fleischrind besitzt dieser Parameter eine hohe Aussagekraft (HAMMOND u. Mitarb. 1984, RULE u. Mitarb. 1986, BARTLE u. Mitarb. 1987, HAMMOND u. Mitarb. 1988, HAMMOND u. Mitarb. 1990). Untersuchungen am Milchrind hingegen liegen nur in begrenztem Umfang vor, wobei überwiegend unbefriedigende Ergebnisse erzielt wurden (JONES u. Mitarb. 1982, BARTLE u. Mitarb. 1983, ANDREW u. WALDO 1988, ANDREW u. Mitarb. 1995).

Hauptgegenstand dieser Arbeit ist es, den Harnstoffverteilungsraum 12 Minuten nach intravenöser Harnstoffapplikation auf die Aussage zu dem über die Gesamtkörperwasserbestimmung mittels Antipyrin ermittelten Körperfettgehalt bei der Milchkuh zu überprüfen. Weiterhin sollen die Untersuchungen dazu beitragen, bestehende Erkenntnisse bei der Einschätzung des Körperfettgehaltes durch die Lebendmasse und die Rückenfettdicke sowie bei der visuellen Konditionsbeurteilung dieser Spezies zu erweitern.

2. Literaturübersicht

2.1 Bestimmung der Körperzusammensetzung über das Gesamtkörperwasser

Zur Bestimmung der Körperzusammensetzung von Tieren stehen die Gesamtkörperanalyse und die in-vivo-Methoden (Abb. 1) zur Verfügung. Die Gesamtkörperanalyse ist die genaueste, aber auch die aufwendigste Methode zur Bestimmung der Hauptkörperbestandteile Wasser, Protein, Fett und Asche. Da sie die Tötung des Tieres voraussetzt, können Veränderungen in der Körperzusammensetzung in einem bestimmten Zeitabschnitt am selben Tier nicht untersucht werden. Für derartige Untersuchungen sind Verfahren zur Bestimmung der Körperzusammensetzung am lebenden Tier von Vorteil (HÖRNICKE 1961, LÜHRS 1974). Grundlage aller in-vivo-Methoden sind die Kenntnisse der Körperzusammensetzung aus chemischen Gesamtkörperanalysen (MOULTON 1923, REID u. Mitarb. 1955, BIRD u. Mitarb. 1982).

Abb. 1: In-vivo-Methoden zur Bestimmung der Körperzusammensetzung am Tier

Morphologische Methoden	-	Leanmeter
	-	Nadelsondenmethode
	-	Ultraschall
Körperdichte	-	Wasserverdrängung
	-	Gasverdrängung
Verdünnungsmethoden	-	Gesamtkörperwasser
	-	Extrazelluläres Wasser
	-	Austauschbares Kalium
	-	Körperfett
Elektrische Leitfähigkeit		
Impedanzmessung		
Kernmagnetische Resonanztechnik		

Die größte Bedeutung bei der Ermittlung der Körperzusammensetzung am lebenden Tier wird den Verdünnungsmethoden auf der Grundlage der Bestimmung des

Gesamtkörperwassers (GKW) beigemessen (SHENG u. HUGGINS 1979). Zwischen dem prozentualen Wassergehalt und dem prozentualen Fettgehalt des Körpers besteht eine negative Korrelation von $r = -0,97$ (PANARETTO u. TILL 1963). Diese enge inverse Beziehung gestattet die Berechnung des Körperfettgehaltes aus dem Gesamtkörperwasser. Grundlage ist ein relativ konstanter Wassergehalt der fettfreien Körpersubstanz (MURRAY 1922, MOULTON 1923). Der Zustand, bei dem die Konzentrationen von Wasser, Protein und Asche in der fettfreien Körpersubstanz relativ konstante Werte erreichen, wird von MOULTON (1923) als „Chemische Reife“ des Körpers definiert. REID u. Mitarb. (1955) geben an, daß dieser Zustand bereits kurze Zeit nach der Geburt erreicht ist.

Das Prinzip der GKW-Bestimmung mit Hilfe der Verdünnungsmethode basiert auf der Applikation einer Testsubstanz, die sich gleichmäßig und ausschließlich im GKW verteilt. Nach Eintritt eines Verteilungsgleichgewichtes kann aus der Ermittlung des Verdünnungsgrades der Testsubstanz auf das Volumen des GKW geschlossen werden (SOBERMAN u. Mitarb. 1949, BRODIE 1951, PANARETTO u. TILL 1963, LITTLE u. MC LEAN 1981, WIEDEMANN 1984). Das Volumen des GKW wird dann wie folgt berechnet:

$$\text{GKW-Volumen (l)} = \frac{\text{Applizierte Testsubstanz (g)}}{\text{Konzentration der Substanz in der Probe (g/l)}} \quad (1)$$

In Anlehnung an KEYS u. BROZEK (1953) sollte die Testsubstanz folgende Anforderungen erfüllen:

1. Unbedenklichkeit hinsichtlich der Tiergesundheit
2. Schnelle und gleichmäßige Verteilung im Körperwasser
3. Langsame und gleichmäßige Elimination
4. Keine Bindung an Körpersubstanzen
5. Präzise und einfache Bestimmung im Blut oder Plasma

Gebräuchliche Substanzen zur Ermittlung des GKW sind Antipyrin, Ethanol, Harnstoff und die Wasserstoffisotopen Tritium und Deuterium (DALTON 1964, HOUSEMAN 1972, AZIZ u. SANI 1985, BARANOW-BARANOWSKI u. Mitarb. 1989, JONES u. Mitarb. 1992). Keine dieser Substanzen kann die erwähnten Voraussetzungen in vollem Umfang erfüllen. Die Wasserstoffisotopen Tritium und Deuterium haben sich als Standardsubstanzen zur Bestimmung des Gesamtkörperwassers am lebenden Tier durchgesetzt (GEERKEN u. Mitarb. 1988). Der allgemeinen Anwendung von radioaktivem Tritium sind jedoch Grenzen gesetzt (KEMPSTER 1986). Insbesondere beim Großtier benötigt man hohe Dosen dieses Materials, was bestimmte Sicherheitsvorkehrungen notwendig macht (WIEDEMANN 1984). Die Nutzung von Deuterium wird vom großen apparativen Aufwand und den hohen Kosten für die Testsubstanz begrenzt (JONES u. Mitarb. 1982, WIEDEMANN 1984). Als Alternativen stehen die Substanzen Antipyrin und Harnstoff zur Verfügung. Ihre Besprechung erfolgt in den Abschnitten 2.2 und 2.3.

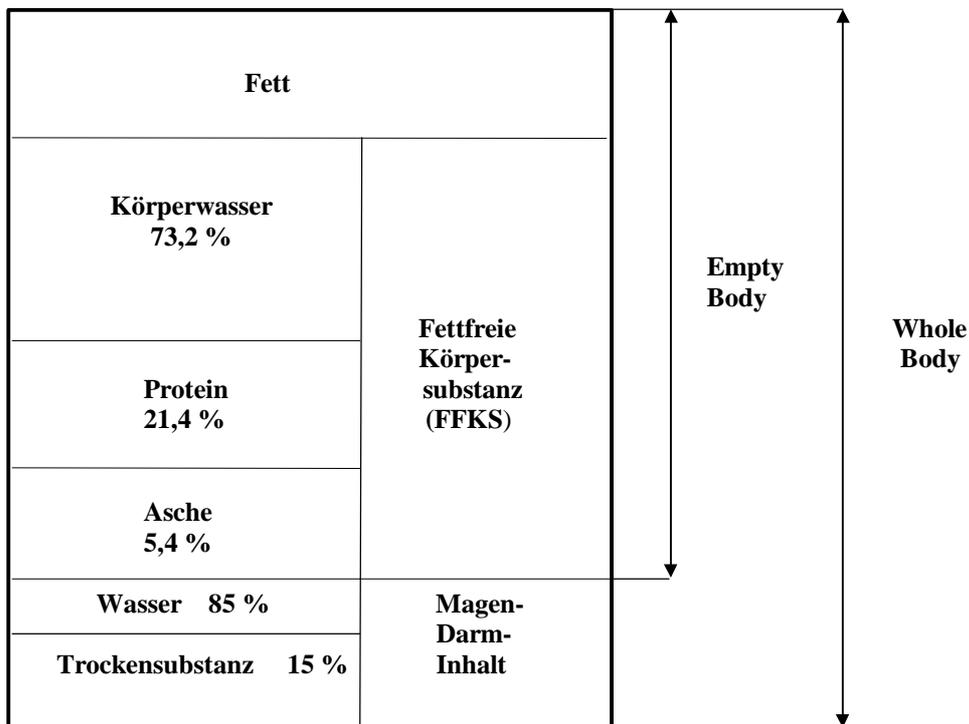


Abb. 2: Körperzusammensetzung des Rindes (nach REID u. Mitarb., 1955)

Als Bezugsgröße für die Angabe der Körperzusammensetzung wird in der Literatur zwischen dem „Empty Body“ (Leerkörper) und dem „Whole Body“ (Ganzkörper) unterschieden (Abb. 2). Unter dem „Empty Body“ versteht man den Tierkörper abzüglich des Magen-Darm- und Blaseninhaltes. Beim trächtigen Tier finden ebenfalls der Fetus, die Plazenta und die Fruchtwässer Berücksichtigung (ANDREW u. Mitarb. 1994, 1995). Der „Whole Body“ bezieht sich auf den Tierkörper in toto.

2.1.1 Kalkulation des Körperfettgehaltes

Bei der Bestimmung der Körperzusammensetzung gilt dem Fettgehalt das Hauptinteresse. Unter Zugrundelegung des Wassergehaltes der fettfreien Körpersubstanz (FFKS) läßt sich der Körperfettgehalt aus dem GWK nach PACE u. RATHBUN (1945) wie folgt berechnen:

$$\text{Fett (\%)} = 100 - \frac{\text{GWK (\%)}}{\text{Wasser in der FFKS (\%)}} \quad (2)$$

Die Autoren geben für den Säuger einen durchschnittlichen Wassergehalt der FFKS nach Abschluß der chemischen Reife mit 73,2 % an. Dieser Wert ist jedoch nicht für jede Tierart vorbehaltlos übertragbar (SHENG u. HUGGINS 1979). Gerade beim Wiederkäuer ist der Wassergehalt in der FFKS (Whole Body) relativ hoch anzusetzen. Die Vormägen stellen ein großes Wasserreservoir im Körper dar, woraus ein höherer prozentualer Wassergehalt resultiert (Tab. 1). Für in-vivo-Bestimmungen beim Wiederkäuer unter Verwendung von Formel (2) sollte dabei von einem Wassergehalt in der FFKS von 76 bis 77 % ausgegangen werden.

Tab 1: Wassergehalt in der fettfreien Körpersubstanz (FFKS) beim Wiederkäuer
(Chemische Analyse)

Tierart	Wasser in der FFKS (%)	Objekt	Quelle
Rind	72,9	Empty Body	REID u.Mitarb. (1955)
Ziege	72,6	Empty Body	PANARETTO (1963)
Schaf	72,6	Empty Body	PANARETTO (1963)
Rind	75,9-77,3	Whole Body	BIRD u. Mitarb. (1982)
Ziege	75,6	Whole Body	PANARETTO (1963)
Schaf	75,6	Whole Body	PANARETTO (1963)

REID u. Mitarb. (1955) ermitteln für das Rind eine empirische Gleichung aus Daten verschiedener Autoren von 256 Rindern, die eine Bestimmung des prozentualen Körperfettgehaltes (y) aus dem prozentualen Körperwassergehalt (x) ermöglicht.

$$y = 355,8 + 0,355 * x - 202,91 \log x \quad (3)$$

$$r = - 0,987$$

Diese Gleichung besitzt nur für den Leerkörper Gültigkeit und ist für in-vivo-Untersuchungen nicht nutzbar.

Eine bessere Eignung besitzen Regressionsgleichungen auf der Basis des Ganzkörpers. In Tab. 2 sind drei solcher Gleichungen dargestellt, die jeweils an verschiedenen Tiergruppen erstellt wurden.

Tab. 2: Regressionsgleichungen zur Bestimmung des Fettgehaltes aus dem GWK (Whole Body)

Tiere	Wasser in der FFKS (%)	Gleichung	Quelle
23 Ochsen, 3-33 Monate, 90-517 kg, 24 h gefastet	77,3	Fett (%) = 83,0 - 1,074 * GWK (%) (4) r = - 0,963	BIRD u. Mitarb. (1982)
15 Ochsen, 15-22 Monate, 189-461 kg, 24 h gefastet	75,2	Fett (%) = 89,0 - 1,172 * GWK (%) (5) r = - 0,992	BIRD u. Mitarb. (1982)
54 Färsen, 9-11 Monate, 24 h gefastet	k.A.	Fett (%) = 86,36 - 1,134 * GWK (%) (6) r = - 0,984	CHIGARU u. HOLNESS (1983)

k.A. - keine Angabe

Vergleicht man die errechneten Fettgehalte bei unterschiedlichen GWK-Werten, so sind zwischen den Formeln (4), (5) und (6) nur geringe Unterschiede feststellbar (Tab. 3). Zum Vergleich die Berechnung mit Formel (3) auf Basis des Leerkörpers.

Tab. 3: Vergleich von Formeln zur Bestimmung des Fettgehaltes aus dem GWK

GWK (%)	Fettgehalt in (%) nach Formel			
	(3)	(4)	(5)	(6)
50	28,8	29,3	30,4	29,7
55	22,2	23,9	24,5	24,4
60	16,3	18,6	18,7	18,3
65	11,0	13,2	12,8	12,7
70	6,3	7,8	7,0	7,0

2.1.2 Kalkulation des Körperprotein- und -aschegehaltes

HÖRNICKE (1966) erhält durch Subtraktion des Wasser- und Fettgewichtes vom Körpergewicht die fettfreie Trockensubstanz (FFTS).

$$\text{FFTS (kg)} = \text{Lebendmasse (kg)} - \text{GWK (kg)} - \text{Fett (kg)} \quad (7)$$

Die FFTS hat eine altersunabhängige aber tierartsspezifische Zusammensetzung, die eine Berechnung der Bestandteile Protein und Asche zuläßt (Tab. 4).

Tab. 4: Verhältnis Protein : Asche in der fettfreien Trockensubstanz (FFTS) beim Rind

Tierzahl	Alter (Monate)	Protein (% FFTS)	Asche (%FFT5)	Quelle
49	k.A.	81	19	HAECKER (1920)
79	3-66	80	20	ELLENBERGER u. Mitarb (1950)
8	3-34	78	22	LITTLE u. MORRIS (1972)
16	12-20	80	20	FOOT u. TULLOH (1977)
36	12	79	21	CHIGARU u. Mitarb. (1979)
31	6-60	80	20	LITTLE u. MC LEAN (1981)

k.A. - keine Angabe

Beim Wiederkäuer kann von einem Verhältnis Protein : Asche in der FFTS von etwa 80 : 20 ausgegangen werden. Dabei bleibt der Kohlenhydratanteil, der beim Rind weniger als 0,5 % des Körpergewichtes ausmacht, unberücksichtigt (REID u. Mitarb., 1955). Somit ergibt sich folgende Berechnung:

$$\text{Protein (kg)} = 0,8 * \text{FFTS (kg)} \quad (8)$$

$$\text{Asche (kg)} = 0,2 * \text{FFTS (kg)} \quad (9)$$

RIECKHOFF (1992) verwendet für die Kalkulation des Protein- und Aschegehaltes folgende Formeln:

$$\text{Protein} = \text{LM} - [\text{GKW} + \text{Fett} + (\text{LM} * 0,035)] \quad (10)$$

$$\text{Asche} = \text{LM} * 0,035 \quad (11)$$

2.1.3 Einfluß des Magen-Darm-Inhaltes auf die Kalkulation der Körperzusammensetzung

Eine wesentliche Ursache für Ungenauigkeiten bei der Bestimmung der Körperzusammensetzung in-vivo ist die Anwesenheit unbekannter und wechselnder Mengen Magen-Darm-Inhaltes (REID u. Mitarb. 1958, HÖRNICKE 1966, ANDREW u. Mitarb. 1995). Eine besondere Stellung nimmt unter diesem Gesichtspunkt der Wiederkäuer mit seinem großen Vormagensystem ein. HUNGATE u. Mitarb. (1959) geben den Inhalt von Pansen und Netzmagen mit ca. 10 bis 15 % des gesamten Körpergewichtes an. Der Inhalt des übrigen Verdauungstraktes macht weitere 2 bis 3 % aus. In Abhängigkeit von der Ration können diese Werte nach oben oder unten variieren. REID u. Mitarb. (1963) geben einen Schwankungsbereich von 5 bis 30 % an (Tab. 5).

Tab. 5: Anteil des Magen-Darm-Inhaltes (MDI) an der Körpermasse beim Rind

Tiere	LM (kg)	Fütterungs- zustand	MDI (%LM)	Quelle
23 Ochsen	287	24 h gefastet	12,2	BIRD et al. (1982)
9 Ochsen	400	ungefastet	15,5	BAILEY (1986)
10 Kühe ¹	584	ungefastet	11,8	ANDREW u. Mitarb. (1995)
7 Kühe ²	555	ungefastet	17,8	ANDREW u. Mitarb. (1995)
8 Kühe ³	556	ungefastet	12,4	ANDREW u. Mitarb. (1995)

¹ - ante partum

² - frühlaktierend

³ - spätlaktierend

Die Bestimmung des GWK schließt sowohl das Leerkörperwasser als auch das Wasser im Magen-Darm-Inhalt mit ein. Unter Annahme eines Wassergehaltes von ca. 73 % in der Ingesta, wie es auch in der FFKS (Leerkörper) zu finden ist, kann der Fettgehalt unter Verwendung von Formel (2) mit hoher Genauigkeit bestimmt werden. Der Wassergehalt der Ingesta liegt beim Rind mit etwa 80 bis 85 % jedoch deutlich über diesem Wert (BAILEY 1986, BARTLE u. PRESTON 1986, KLAWUHN 1992). Somit weicht der mittlere GWK-Gehalt des Körpers nicht unbedeutend von 73,2 % ab. Unter Beibehaltung dieses Wertes ergibt sich eine Überschätzung der Fraktionen Protein und Asche sowie eine Unterschätzung des Fettgehaltes. Zur Sicherung einer akzeptablen Genauigkeit bei der Kalkulation der Körperzusammensetzung mit Hilfe der Formel (2) sollte deshalb ein Wassergehalt der FFKS von 76 bis 77 % zugrunde gelegt werden.

Bei der Verwendung von Regressionsgleichungen auf der Basis des Ganzkörpers ist diese Fehlermöglichkeit begrenzt. Mit Abweichungen muß jedoch auch hier gerechnet werden, da Menge und Zusammensetzung der Ingesta Momentaufnahmen einer bestimmten Tiergruppe darstellen und somit einer Änderung durch verschiedene Faktoren unterliegen. Neben dem Rationstyp, dem Fütterungsniveau, der Zeit nach der Fütterung sowie dem Appetit des Tieres beeinflussen auch physiologische Zustände (Trächtigkeit, Früh-laktation) diesen Parameter nicht unerheblich (HUGHES 1976, DEGEN u. YOUNG 1980, STAUFENBIEL 1993, ANDREW u. Mitarb. 1995).

Eine Möglichkeit, den störenden Einfluß des Magen-Darm-Inhaltes zu minimieren, ist eine angemessene Fastenperiode vor und während der GWK-Bestimmung. BASS u. DUGANZICH (1980) halten dabei einen Zeitraum von 24 Stunden ohne Wasser- und Futteraufnahme für ausreichend. Während dieser Zeit verringert sich das Körpergewicht von Kühen nicht linear, sondern beschreibt einen wellenförmigen Abwärtstrend (HUTH u. Mitarb. 1988). Unabhängig von der Art und Menge des vorherigen Futtermittels erfolgt in den ersten sechs Stunden der Nüchternung der stärkste Gewichtsabfall und schwächt sich im zweiten und dritten 6-Stunden-Abschnitt ab. In den letzten Stunden der Nüchternung erhöht sich wiederum der Gewichtsverlust. KLAWUHN (1992) und RIECKHOFF (1992) lassen in ihren Untersuchungen an Rindern die Tiere 12 Stunden hungern und unterbinden

zu Versuchsbeginn noch zusätzlich die Wasseraufnahme. Die Fütterung einer Ration mit hoher Energiedichte führt ebenfalls zu einer Reduzierung des Magen-Darm-Inhaltes (JESSE u. Mitarb. 1976).

Mit Erkennen der Problematik des Magen-Darm-Inhaltes bei der Bestimmung des Körperzusammensetzung über das GKW war man bestrebt, mit geeigneten Substanzen das Leerkörperwasser getrennt vom Magen-Darm-Wasser zu ermitteln. REID u. Mitarb. (1958) vermuten, daß die Differenz zwischen Verteilungsvolumen von Antipyrin und N-Acetyl-Aminoantipyrin (NAAP), einer Substanz, die nur in geringen Mengen in den Magen-Darm-Trakt diffundiert, ein Maß für das gastrointestinale Wasser sein könnte. Während BENSADOUN u. Mitarb. (1962) sowie PANARETTO u. TILL (1963) diesen Sachverhalt an Rindern, Schafen und Ziegen nicht bestätigen konnten, zeigen neuere Untersuchungen an Rindern, daß NAAP sich nur in der Gewebeflüssigkeit und nicht im Magen-Darm-Wasser anreichert (PRONINA 1988). Der NAAP-Verteilungsraum ist somit ein Maß für das Leerkörperwasser. BYERS (1979) gelang es in Untersuchungen an Rindern unter Verwendung von Deuterium das Leerkörperwasser separat vom Magen-Darm-Wasser zu ermitteln. Grundlage dieses sog. Zwei-Pool-Modells ist die unterschiedliche Kinetik der Testsubstanz in diesen beiden Wasserkompartimenten. Auch DUNSHEA u. Mitarb. (1988) sowie DUNSHEA u. Mitarb. (1990) berichten über gute Ergebnisse mit diesem Modell. Dabei nutzten sie in ihren Studien an Ziegen tritiummarkiertes Wasser.

2.2 Bestimmung des Gesamtkörperwassers unter Verwendung von Antipyrin

2.2.1 Charakterisierung der Sustanz Antipyrin

- Verwendung -

Antipyrin s. Phenazon (1-phenyl- 2, 3-dimethyl-5-pyrazolon) fand bereits im vorigen Jahrhundert Eingang in die Medizin (BAKKE u. Mitarb. 1974). Seitdem ist es als

Analgetikum und Antipyretikum vorwiegend in der Humanmedizin im Einsatz (FORTH u. Mitarb. 1990). Neben der Identifizierung mono- und dizygotischer Zwillinge anhand der Verstoffwechslung des Antipyrins (VESELL u. PAGE 1968) kam es vor allem in den letzten 20 Jahren als Modellsubstanz für Untersuchungen der Oxidationsfunktion der Leber bei Mensch und Tier zur Anwendung (VESELL u. Mitarb. 1973, DE BACKER u. Mitarb. 1982, MEYDANI u. GREENBLATT 1990, MEYER 1996).

- Chemie -

Antipyrin liegt als weißes kristallines Pulver vor. Sein Molekulargewicht beträgt 186, der Schmelzpunkt liegt bei 112°C. Es löst sich gut in Wasser, Alkohol, Ether und Chloroform (EHRHARDT u. RUSCHIG 1972). Ein pKa-Wert von 1,4 bietet gute Voraussetzungen für die Diffusion durch Lipidmembranen (HAUSCHILD 1973).

- Gleichverteilung -

Die Verwendung von Antipyrin zur Bestimmung des GKW wurde erstmals von SOBERMAN u. Mitarb. (1949) beschrieben. In ihren Studien am Menschen und am Hund wiesen sie nach, daß sich Antipyrin nahezu gleichmäßig in den Gewebeflüssigkeiten des Körpers verteilt. Diese Feststellung wurde von KRAYBILL u. Mitarb. (1951) bei Untersuchungen am Rind bestätigt. Antipyrin durchbricht die Darmschranke und gibt das Wasser im Darminhalt mit an (SOBERMAN u. Mitarb. 1949, WELLINGTON u. Mitarb. 1956, REID u. Mitarb. 1958). Sogar bei Ödemen, Bauchhöhlen- und Pleuraergüssen wurden gleiche Konzentrationen wie in den Gewebeflüssigkeiten gefunden (SOBERMAN u. Mitarb. 1949, FARBER u. SOBERMAN 1956). Die Gleichverteilungszeit nach intravenöser Applikation, d.h. die Zeit in der sich Antipyrin vollständig und gleichmäßig im gesamten Körperwasser verteilt, ist speziesabhängig und individuell verschieden, wobei die verabreichte Dosis und das GKW-Volumen bestimmende Faktoren sind (WIEDEMANN 1984). In Untersuchungen an Rindern ermittelte der gleiche Autor dabei

Werte von 40 bis 240 Minuten. KRAYBILL u. Mitarb. (1951) geben für das Rind einen durchschnittlichen Wert von 150 Minuten an, RIECKHOFF (1992) hingegen nur etwa 60 Minuten.

- Metabolisierung und Elimination -

Nach BRODIE u. AXELROD (1950) sowie FORTH u. Mitarb. (1990) werden 30 bis 40 % des Antipyrins zu 4-Hydroxyantipyrin hydroxyliert, durch Glukuron- oder Schwefelsäure konjugiert und mit dem Harn ausgeschieden. Nur etwa 3 bis 5 % werden unverändert eliminiert. Zurückzuführen ist dies wahrscheinlich auf den niedrigen pKa-Wert und die Lipidlöslichkeit von Antipyrin, was eine fast vollständige Rückresorption im Tubulus zur Folge hat (AMMERPOHL 1975). Über die verbleibenden 60 % werden von den Autoren hinsichtlich des Stoffwechselweges keine Angaben gemacht. YOSHIMURA u. Mitarb. (1971) sowie BATY u. PRICE-EVANS (1973) geben weitere Metaboliten an:

- 3-Hydroxymethylantipyrin durch Oxidation
- 3-Carboxylsäurederivat durch Carboxylierung
- Norphenazon durch N-Methylierung.

Ebenso wie die Gleichverteilungszeit zeigt auch die Eliminationsrate deutliche Variationen zwischen den Tierspezies und innerhalb einer Tierart. Während beim Hund eine Metabolisierungsrate zwischen 30 bis 50 % pro Stunde angegeben wird (SOBERMAN u. Mitarb. 1949, BRODIE 1951), ermittelt KRAYBILL (1951) beim Rind einen Wert von 25 % pro Stunde. WIEDEMANN (1984) gibt für die gleiche Tierart eine Spanne von 5 bis 31 % pro Stunde an. In Untersuchungen an sechs Monate alten Kälbern konnten signifikante rassespezifische Unterschiede in der Halbwertszeit von Antipyrin festgestellt werden (DEPELCHIN u. Mitarb. 1988). Daneben wurden bei Rindern Geschlechtsunterschiede in der Eliminationsrate beobachtet. So zeigten Bullen signifikant niedrigere Werte im Vergleich zu Kühen (WITKAMP u. Mitarb. 1991).

- Toxizität/Nebenwirkungen -

Die Toxizität von Antipyrin kann als gering eingeschätzt werden. Hohe Dosen wirken zentralerregend oder sogar krampferzeugend (HAUSCHILD 1973). Die LD₅₀ /Ratte wird von BARNES u. ELTHERINGTON (1966) mit 600 mg/kg angegeben. WIEDEMANN (1984) beobachtet bei seinen Untersuchungen an Rindern bei einer Dosis von 80 bis 120 mg/kg starke Salivationen und teilweise heftige Exzitationen nach Verabreichung einer 20 %igen Antipyrinlösung. Die Ursache dürfte in der kurzen Infusionsdauer dieser hochprozentigen Lösung liegen, was über einen osmotischen Effekt, aber auch aufgrund der schnellen Pharmakaaufnahme auf das ZNS reizend wirken könnte (STAUFENBIEL 1993). SOBERMAN (1950) berichtet über Salivation und in einem Fall über Erbrechen nach Applikation von Antipyrin an Hunden.

2.2.2 Methode und Ergebnisse

- Methode -

Da Antipyrin sowohl metabolisiert als auch im Harn unverändert ausgeschieden wird, ist für die Bestimmung des GKW die Entnahme mehrerer Blutproben nach Eintritt der Gleichverteilung und eine Extrapolation dieser Werte auf den Infusionszeitpunkt erforderlich. Dabei folgt die Elimination einer Exponentialfunktion, die auf halblogarithmischem Papier dargestellt eine lineare Funktion ergibt (Abb. 3).

Nach ROBILIN (1973) erfolgt das Verschwinden einer Testsubstanz aus dem Blut in zwei Phasen. Die erste Phase ist charakterisiert durch einen raschen, ungleichmäßigen Abfall. In dieser Zeit diffundiert der Marker in das Körperwasser. Die zweite Phase ist durch einen langsamen, gleichmäßigen Abfall gekennzeichnet. Sie wird bestimmt durch die renale Elimination der Testsubstanz. Am Schnittpunkt beider Phasen ist das Verteilungsgleichgewicht erreicht, d. h. der Marker liegt gleichmäßig verteilt im

Körperwasser vor. Ziel der Extrapolation ist es nun, die Antipyrinkonzentration zu ermitteln, wie sie theoretisch zum Zeitpunkt Null nach Applikation und Gleichverteilung vorgelegen hätte, ohne daß die Substanz metabolisiert oder ausgeschieden worden wäre (BRODIE 1951, WIEDEMANN 1984).

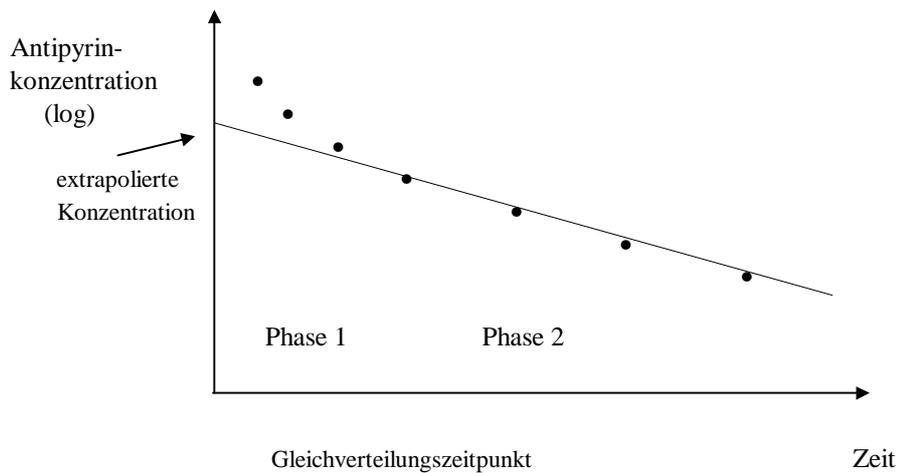


Abb. 3: Extrapolationsmethode

Die zu applizierende Dosis hängt in erster Linie vom sicheren Nachweis des Antipyrens im Probenmaterial ab. Die bestimmende Größe ist dabei die Metabolisierungsrate. Es muß gewährleistet sein, daß auch in der letzten Probe noch soviel Antipyrin enthalten ist, damit eine Extrapolation uneingeschränkt möglich ist. Als Richtwert für das Rind gibt WIEDEMANN (1984) eine Dosis von 100 mg/kg Körpermasse an. Die Halbwertszeit beträgt dann etwa 5 Stunden. KLAUWUHN (1992) und RIECKHOFF (1992) verwenden bei ihren Untersuchungen Mengen zwischen 80 bis 120 mg/kg Körpermasse mit gutem Erfolg. In verschiedenen Untersuchungen hat sich dabei eine 20 %ige Antipyrinlösung bewährt (WIEDEMANN 1984, KLAUWUHN 1992, RIECKHOFF 1992).

Für die Blutprobenentnahmen sind zum einem der Zeitpunkt der Gleichverteilung (abhängig von der Dosis und dem Körperwasservolumen) sowie der Eliminationsgeschwindigkeit wesentlich. Normalerweise wären 2 Proben ausreichend, doch hält es WIEDEMANN (1984) für angebracht, 4 bis 6 Proben im Abstand von einer Stunde vom angenommenen Gleichverteilungszeitpunkt zu entnehmen. Nach RIECKHOFF (1992) ist der Zeitraum 1 bis 8 Stunden post applicationem in einer Dosierung von 80 bis 120 mg/kg Körpermasse am günstigsten. Sowohl eine zu frühe Probenentnahme (Gleichverteilung noch nicht erreicht) als auch ein zu langes Hinauszögern (rasches Absinken der Antipyrinkonzentration) beeinflussen die Meßgenauigkeit negativ.

- Analyse -

Für den Nachweis des Antipyrins stehen verschiedene Methoden zur Verfügung. Die photometrische Bestimmung wurde erstmals von BRODIE u. Mitarb. (1949) durchgeführt. Dabei wird das farblose Antipyrin in die grüne Nitroverbindung überführt. WIEDEMANN (1984) beschreibt die Methode für das Rind. Weiterhin kamen die Dünnschichtchromatographie (YOSHIMURA u. Mitarb. 1971), die Gaschromatographie (HUFFMANN u. Mitarb. 1973) sowie die Gas-Flüssigkeitschromatographie (PRESCOTT u. Mitarb. 1973) zur Anwendung.

- Ergebnisse -

In Untersuchungen an verschiedenen Tierarten konnte nachgewiesen werden, daß der aus der Antipyrinverteilung errechnete Wassergehalt mit dem direkt bestimmten Wassergehalt gut übereinstimmt. So ermittelten REID u. Mitarb. (1958) zwischen der Antipyrin-Methode und der Desiccation einen Korrelationskoeffizienten von $r = 0,99$. Im Einklang damit steht die gute Übereinstimmung mit anderen indirekten Methoden, z.B. der Deuterium- und Tritium-Methode oder des spezifischen Gewichts (Tab. 6).

Tab. 6: GWK-Bestimmung mit Antipyrin im Vergleich mit andere Methoden

Spezies	Vergleichs- methode	n	Verhältnis Mittel	Vergleichs- methode zu Antipyrin Bereich	Quelle
Rind	Austrocknung	20	1,000		WELLINGTON u. Mitarb. (1956)
Ziege	Austrocknung	12	1,078	0,986-1,161*	PANARETTO u. TILL (1963)
Schwein	Austrocknung	29	1,024	0,92-1,20	CLAWSON u. Mitarb. (1955)
Kaninchen	Austrocknung	20	0,998		REID u. Mitarb. (1958)
Kaninchen	Austrocknung	8	0,985	0,962-1,002*	PANARETTO (1963)
Kaninchen	Austrocknung	18	0,999	0,958-1,029*	REID u. Mitarb. (1958)
Affe	Austrocknung	5	1,016	0,963-1,057	SOBERMAN (1950)
Hund	Austrocknung	4	0,995	0,961-1,016	SOBERMAN (1950)
Rind	Harnstoff	12	1,003	0,983-1,022	BARANOW-BARANOWSKI u. Mitarb. (1989)
Mensch	Harnstoff	10	1,013		SRIKANTIA u. GOPALAN (1957)
Mensch	Harnstoff	7	1,028		PAWAN (1956)
Ziege	Tritium	10	1,078	0,954-1,161*	PANARETTO u. TILL (1963)
Kaninchen	Tritium	18	1,003		REID u. Mitarb. (1958)
Kaninchen	Tritium	16	1,003	0,943-1,055*	REID u. Mitarb. (1958)
Mensch	Deuterium	8	1,023		SOBERMAN u. Mitarb. (1949)
Mensch	Deuterium	9	1,023		FARBER u. SOBERMAN (1956)
Rind	Spez. Gewicht	30	0,994		KRAYBILL u. Mitarb. (1951)
Mensch	Spez. Gewicht	81	1,001		OSSERMAN u. Mitarb. (1950)

* nach Angaben des Autors berechnet

SOBERMAN u. Mitarb. (1949) berichten über eine Plasmaproteinbindung des Antipyrins von 10 %. Für die Bestimmung würde dies bedeuten, daß damit eine geringere Gesamtkonzentration von Antipyrin im Blut vorliegt, wodurch ein um diesen Wert

größeres Verteilungsvolumen spricht Gesamtkörperwasser vorgetäuscht wird. Betrachtet man jedoch die vergleichbaren Ergebnisse mit anderen Methoden, muß davon ausgegangen werden, daß entweder keine Proteinbindung stattfindet oder entgegengesetzte Vorgänge tragen zur Kompensation dieses Effektes bei (HÖRNICKE 1961). Andere Autoren hingegen verneinen eine solche Bindung (EHRHARDT u. RUSCHIG 1972) oder geben die an Plasmaeiweiße gebundene Menge von Antipyrin als unbedeutend an (MIGUET u. Mitarb. 1978). WIEDEMANN (1984) beobachtet ein Verlust von Antipyrin nach Enteiweißung infolge der Probenaufbereitung, was auf eine Eiweißbindung hindeutet. Er benutzt deshalb für die Berechnung des GW Standardwerte in Form von Rinderplasma, dem eine bekannte Menge Antipyrin zugesetzt wird und dann den Probenwerten in Beziehung gesetzt werden. Somit wird einem Verlust von Antipyrin während des Enteiweißungsprozesses Rechnung getragen.

Der methodische Fehler der Antipyrinkonzentrationsmessung kann als gering eingeschätzt werden. Bei Präzisionsbestimmungen eines Tages sowie von Tag zu Tag werden Variationskoeffizienten zwischen 1,3 und 2,9 % bzw. 2,6 und 3,1 % ermittelt (STAUFENBIEL 1993). Die Beurteilung des Gesamtfehlers der GW-Bestimmung (einschließlich der Arbeit am Tier) würde eine zehnfache wiederholte Untersuchung von Rindern an einem Tag bzw. an zehn aufeinanderfolgenden Tagen voraussetzen (STAUFENBIEL 1993). Da die Methode dies nicht zuläßt, bestimmt RIECKHOFF (1992) zur Schätzung des Gesamtfehlers bei zwei nichttragenden und nichtlaktierenden Milchkühen zehnmal das GW innerhalb von 124 Tagen. Durch Fütterung in Höhe des Erhaltungsbedarfes wurde versucht, die Körperzusammensetzung unverändert zu belassen, was in einem Variationskoeffizient für die Lebendmasse von 1,5 bis 3,5 % zum Ausdruck kommt. Für die absolute GW-Bestimmung ergibt sich eine Standardabweichung zwischen 14,4 und 18,2 kg bzw. ein Variationskoeffizient zwischen 4,4 und 5,8 %. Der kalkulierte absolute Körperfettgehalt weist eine Standardabweichung zwischen 7,1 und 10,0 kg, der relative Körperfettgehalt zwischen 1,4 und 3,1 % auf (Tab. 7, 8). Die Untersuchungen zeigen, daß die Methode der GW-Bestimmung unter Verwendung von Antipyrin Ergebnisse mit akzeptabler Genauigkeit über die Körperzusammensetzung am lebenden Rind liefert.

Tab. 7: Schätzung des methodischen Fehlers der GWK-Bestimmung -
Verlaufsuntersuchung Tier 1 (RIECKHOFF 1992)

Tag	LM (kg)	GWK		KFG		Protein/Asche	
		(kg)	(%)	(kg)	(%)	(kg)	(%)
1.	529	324,2	61,3	91,2	17,2	113,6	21,5
14.	513	303,6	59,2	101,2	19,7	108,2	21,1
28.	520	325,2	62,5	82,0	15,8	105,8	20,3
42.	540	330,0	61,1	94,2	17,4	115,8	21,4
56.	530	322,6	60,9	94,0	17,7	113,4	21,4
70.	538	327,7	60,8	95,1	17,7	115,2	21,4
84.	540	317,4	58,8	109,1	20,2	113,5	21,0
96.	570	348,2	61,1	99,5	17,5	122,3	21,5
110.	565	350,4	62,0	92,4	16,3	122,2	21,6
124.	556	342,4	61,6	93,8	16,9	119,8	21,5
x	540	329,2	60,9	95,3	17,6	115,0	21,3
s	18,7	14,4	1,1	7,1	1,4	5,4	0,4
s%	3,5	4,4	1,9	7,4	7,7	4,7	1,8

x - Mittelwert s - Standardabweichung s% - Variationskoeffizient

Tab. 8: Schätzung des methodischen Fehlers der GWK-Bestimmung -
Verlaufsuntersuchung Tier 2 (RIECKHOFF 1992)

Tag	LM (kg)	GWK		KFG		Protein/Asche	
		(kg)	(%)	(kg)	(%)	(kg)	(%)
1.	580	306,8	52,9	157,4	27,1	115,8	20,0
14.	603	303,7	50,4	181,6	30,1	117,7	19,5
28.	591	297,0	50,2	178,8	30,3	115,2	19,5
42.	612	345,2	56,4	140,5	23,0	126,3	20,6
56.	600	344,9	57,5	130,2	21,7	124,9	20,8
70.	597	312,5	52,3	165,8	27,8	118,7	19,9
84.	590	293,5	49,7	182,1	30,8	114,4	19,4
96.	600	306,8	51,1	175,3	29,2	117,9	19,7
110.	595	302,0	50,7	176,4	29,6	116,6	19,6
124.	603	310,5	51,5	173,6	28,8	118,9	19,7
x	597	313,3	52,3	166,2	27,8	118,6	19,9
s	8,8	18,2	2,6	10,0	3,1	4,0	0,5
s%	1,5	5,8	5,1	10,8	11,1	3,3	2,4

x - Mittelwert s - Standardabweichung s% - Variationskoeffizient

2.3 Bestimmung der Körperzusammensetzung unter Verwendung von Harnstoff

2.3.1 Charakterisierung der Substanz

- Chemie -

Harnstoff ist das neutrale Diamid der Kohlensäure. Sein Molekulargewicht beträgt 60. Es bildet tetragonale Prismen und ist in Wasser und Alkohol mit neutraler Reaktion löslich. Sein Schmelzbereich liegt zwischen 132 und 135°C (BENTZ 1969). Als Reagenz zur irreversiblen Denaturierung von Proteinen wird Harnstoff in der Biochemie genutzt.

- Harnstoff im Stoffwechsel des Wiederkäuers -

Harnstoff stellt das wichtigste Endprodukt des Eiweißstoffwechsels der Säugetiere dar. Erste detaillierte Untersuchungen zur Rolle des Harnstoffs im Stoffwechsel wurden von KREBS u. HENSELEIT (1932) durchgeführt. Dabei stellen sie fest, daß Harnstoff in der Leber in einem zyklischen Prozeß entsteht. Im Gegensatz zu den Säugetieren mit einhöhligen Magen ist Harnstoff beim Wiederkäuer nicht nur Stoffwechselendprodukt, sondern gleichzeitig potentieller Metabolit für die mikrobielle Eiweißsynthese im Pansen (HARMEYER u. MARTENS 1980).

Das beim Abbau der Futterproteine im Pansen des Wiederkäuers entstehende Ammoniak dient den Pansenmikroben als Stickstoffquelle für die Eiweißsynthese. Das überschüssige Ammoniak wird entsprechend dem Konzentrationsgefälle durch einfache Diffusion aus dem Pansen resorbiert und in der Leber im Ornithin-Zyklus zu Harnstoff entgiftet (MC DONALD 1952, HILL 1966). HOUP (1959) konnte in Untersuchungen an kohlenhydratreich gefütterten Schafen feststellen, daß nach intravenöser Injektion von Harnstoff ein Anteil von 52 % in den Pansen gelangt. Ähnliche Angaben finden sich bei DECKER u. Mitarb. (1961), die bei normal gefütterten Ziegen etwa die Hälfte des in der Leber synthetisierten Harnstoffs im Pansen wiederfanden (ruminohepatischer Kreislauf).

Nach ENGELHARDT u. NICKEL (1965) vollzieht sich der Übertritt des Harnstoffs vom Blut in den Pansen als enzymatisch unterstützte Diffusion. HOUPPT u. HOUPPT (1968) beschreiben diesen Mechanismus wie folgt: Der aus den Blutgefäßen der Pansenschleimhaut diffundierte Harnstoff wird zum größten Teil von der hier lokalisierten bakteriellen Urease zu Ammoniak und Kohlendioxid hydrolysiert. Infolge seiner kleineren Molekülgröße und höheren Lipidlöslichkeit vermag Ammoniak die Schleimhaut schneller als Harnstoff zu durchdringen. Nur ein geringer Anteil an Harnstoff wird unverändert in den Pansen überführt und dort ebenfalls hydrolysiert.

Die Kontinuität des Harnstofftransfers entlang eines Konzentrationsgradienten wird von den ureaseaktiven Bakterien aufrechterhalten (CHENG u. COSTERTON 1979). Voraussetzung dafür ist ein ausreichendes Angebot an Substrat- und Energiequellen für die Pansenmikroorganismen. Fehlt diese Energie, kann der anfallende Ammoniak nicht verwertet werden und die Ammoniakkonzentration im Pansen steigt an. Die Kombination aus erhöhter Ammoniakkonzentration und Mangel an Energie hemmt die Ureaseaktivität der Bakterien, wodurch der Harnstoffeinstrom in den Pansen gebremst wird. In Untersuchungen an Rindern ermittelten CHENG u. WALLACE (1979) nach einer 72-stündigen Hungerperiode eine Reduktion der Ureaseaktivität um mehr als 97 %.

Der Harnstofftransfer ist jedoch nicht nur auf den Pansen beschränkt. Im Dünndarm erfolgt der Übertritt des Harnstoffs in Form des ganzen Moleküls, da hier die Ureaseaktivität verschwindend gering ist (BODA 1980). Der gleiche Autor fand im Blinddarminhalt dagegen eine ebenso hohe Aktivität wie im Panseninhalt. Während OBARA u. SHIMBAYASHI (1980a) den mengenmäßig größten Transfer über den Pansen beobachten, messen NOLAN u. LENG (1972) dem hinteren Verdauungstrakt in dieser Frage eine bedeutendere Rolle bei. OBARA u. SHIMBAYASHI (1980a) erklären sich diese Unterschiede mit dem Niveau der Fütterung. Sie vertreten die Ansicht, daß bei einem hohen Stickstoffangebot über die Fütterung der Harnstofftransfer sich mengenmäßig in den hinteren Verdauungstrakt verlagert. Dabei sind die Mikroorganismen im Dickdarm ebenfalls in der Lage, den Harnstoff für ihren Eiweißstoffwechsel zu nutzen (STEVENS u. Mitarb. 1980). Das bei den Abbauvorgängen anfallende und von den

Mikroorganismen nicht genutzte Ammoniak wird in der Leber zu Harnstoff entgiftet und steht nach Transport in den Verdauungstrakt der bakteriellen Proteinsynthese wieder zur Verfügung (HECKER 1971, HOGAN 1975).

Neben der Rückdiffusion in den Verdauungstrakt steht für die Rückführung des Harnstoffs noch der Speichel zur Verfügung. Dabei beträgt die Harnstoffkonzentration im Speichel des Wiederkäuers etwa 60 % der Plasmaharnstoffkonzentration (BAILEY u. BALCH 1961, SOMERS 1961, OBARA u. SHIMBAYASHI 1980b). Mengenmäßig bleibt dieser Weg jedoch hinter der Rückdiffusion in den Pansen zurück. JUHASZ (1970) gibt an, daß der Anteil Harnstoff, der über den Blutweg in den Pansen gelangt, 5 bis 10 mal größer als der mit dem Speichel ist. OBARA u. SHIMBAYASHI (1980b) kalkulieren in Untersuchungen an Ziegen ein Verhältnis von 1:2,8 bis 1:7,0.

Die Ausscheidung des Harnstoffs vollzieht sich hauptsächlich über die Nieren. Dabei variiert die Harnstoffausscheidung in Abhängigkeit von der Stickstoffaufnahme (ZORITA u. Mitarb. 1986). DECKER u. Mitarb. (1961) konnten in ihren Untersuchungen zeigen, daß die Harnstoff-Clearance der Nieren und die Ausnutzung des Harnstoffs im Körper sich grundsätzlich gegensätzlich verhalten. Die ausgeschiedene Menge an Harnstoff wird vorwiegend von der Blutharnstoffkonzentration bestimmt (THORNTON u. WILSON 1972). Auch die glomeruläre Filtrationsrate kann an der Regulation mitwirken. Zwar ist die glomeruläre Filtrationsrate beim Wiederkäuer bei einem Rohproteingehalt der Nahrung von 8 bis 20 % relativ konstant, doch kann eine Stickstoffmangelsituation zu einer Verringerung der glomerulären Filtrationsrate führen (HARMEYER u. MARTENS 1980). Weiterhin besitzt die Wiederkäuerniere die Fähigkeit, die Reabsorptionsverhältnisse zu ändern. Dabei kann bei längerer Stickstoffunterversorgung die Reabsorption von Harnstoff bis zu 90 % der filtrierte Menge erhöht werden (SCHMIDT-NIELSON u. Mitarb. 1958, HARMEYER u. MARTENS 1980).

Neben den Nieren dient auch die Milchdrüse als Ausscheidungsorgan für Harnstoff (CHALUPA 1984). Zwischen den Harnstoffkonzentrationen im Blut und in der Milch besteht eine hochsignifikante Beziehung. Dabei werden Korrelationen von $r = 0,73$ bis

$r = 0,98$ ermittelt (ECKHART 1980, PIATKOWSKI u. Mitarb. 1981, PARTSCHEFELD 1982, OLTNER u. WIKTORSSON 1983). Für Praxisuntersuchungen zur Protein- und Energieversorgung der Milchkuh können diese Werte daher gleichgesetzt werden (ERBERSDOBLER u. ZUCKER 1980).

- Gleichverteilung -

Harnstoff diffundiert frei durch die Zellmembranen und verteilt sich gleichmäßig im Körperwasser (DONOVAN u. BRENNER 1930, PAINTER 1940, SAN PIETRO u. RITTENBERG 1953, HARMEYER u. Mitarb. 1973a). Entgegen diesen Aussagen stehen die Untersuchungen anderer Autoren, die in der Niere und der Leber erhöhte Werte finden (LEIFER u. Mitarb 1948, HALEC 1961). Weiterhin weist HALEC (1961) in der Muskulatur höhere Konzentrationen als im Plasma nach, was jedoch in den Untersuchungen von HARMEYER u. Mitarb. (1973b) keine Bestätigung findet. Auch wird über eine ungleiche Verteilung im Blut berichtet (RALLS 1943). Dabei beträgt das durchschnittliche Verteilungsverhältnis zwischen den Erythrozyten und dem Plasma 1,14 : 1,00.

Erste Untersuchungen über die Verteilung von exogen zugeführten Harnstoff wurden am Menschen durchgeführt (DONOVAN u. BRENNER 1930). Die Autoren beobachteten die Gleichverteilung im Blut nach 3 Minuten. Die vollständige Diffusion in das Körperwasser war bereits nach 15 Minuten abgeschlossen. Bei der Gleichverteilungszeit nach intravenöser Injektion können ähnlich dem Antipyrin deutliche Variationen zwischen den Spezies und innerhalb einer Tierart festgestellt werden (Tab. 9).

- Toxizität/Nebenwirkungen -

In der Wiederkäuerfütterung wird Harnstoff als Stickstoffquelle zur Verbesserung der Eiweißversorgung verfüttert. Dabei sind Gaben von 100 bis 150 g als Tageshöchstmenge für Milchkühe anzusehen (JEROCH 1986). Eine Überdosierung oder unsachgemäße Fütterungstechnik kann Vergiftungen mit zum Teil schweren wirtschaftlichen Schäden zur Folge haben. Die schädigende Noxe ist dabei nicht der Harnstoff, sondern das beim Abbau

im Pansen entstehende Ammoniak, ein für den Organismus starkes Zellgift (BENTZ 1969). Übersteigt die Ammoniakbildung die Verarbeitungskapazität der Pansenflora, wird Ammoniak durch die Pansenwand resorbiert und in der Leber entgiftet. Eine über das physiologische Entgiftungsvermögen anfallende Ammoniakmenge kann nur teilweise verstoffwechselt werden, was erhöhte Ammoniakkonzentrationen im systemischen Kreislauf zur Folge hat (SYMONDS 1981). Nach WHITEHAIR (1989) treten klinische Erscheinungen bei Konzentrationen von 1 mg/dl Blut (physiologischer Wert: 0,7 bis 0,8 mg/dl) auf. Dabei sind Symptome wie gehäufte Harn- und Kotabsatz, Muskelzittern, Tachypnoe, Nystagmus, Salivation und Schweißausbruch charakteristisch. Bei starken Vergiftungen kommt es zum Festliegen mit Ophistotonus und tonisch-klonischen Krämpfen. Der Tod tritt durch Atemversagen ein (KÜHNERT 1991).

Tab. 9: Gleichverteilungszeit (GVZ) von Harnstoff nach intravenöser Injektion

Spezies	GVZ (min)	Quelle
Rind (Ochsen)	9-10	PRESTON u. KOCK (1973)
Rind (Ochsen)	11-14	GAD u. PRESTON (1990)
Rind (Kühe)	15-30	GEERKEN u. HERRERA (1990)
Rind (Kühe)	36	AGABRIEL u. Mitarb. (1990)
Schaf	14-20	MEISSNER (1976)
Schaf	60-120	PACKETT u. GROVES (1965)
Ziege	30	GÄRTNER (1962)
Schwein	35-60	MITCHELL u. STEELE (1987)
Hund	60	PAINTER (1938, 1940)
Fohlen	10	GEERKEN u. Mitarb. (1988)
Mensch	15	DONOVAN u. BRENNER (1930)
Mensch	40	SAN PIETRO u. RITTENBERG (1953)

Harnstoff ist an sich nicht toxisch (SCHULZ 1991). Intravenöse Applikationen im Rahmen von Untersuchungen zur Körperzusammensetzung (PAINTER 1938, MEISSNER u. Mitarb. 1980, HAMMOND u. Mitarb. 1990), der Nierenfunktion (THORNTON u. WILSON 1972, IQBAL u. Mitarb. 1986) oder des Stickstoffstoffwechsels (HOUPPT 1959, PACKETT u. GROVES 1965) bei Tieren zeigten keinerlei Unverträglichkeitserscheinungen. DONOVAN u. BRENNER (1930) hingegen berichten über eine Hämolyse im Blutprobenmaterial nach intravenöser Verabreichung von Harnstoff beim Menschen. Ähnliche Erscheinungen beobachtet PRESTON (unpubliziert, in BARTLE u. Mitarb. 1988) bei in-vitro-Untersuchungen mit Wiederkäuerblut. Dabei sind Harnstofflösungen, die eine Konzentration von 22 % überschreiten ungeeignet. Im Gegensatz dazu steht die Anwendung höherkonzentrierter Lösungen. Bei der Verabreichung einer 25 %igen Lösung an Kälber (DALTON 1964) und Fohlen (GEERKEN u. Mitarb. 1988), einer 40 %igen Lösung an Kühe (DOREAU u. Mitarb. 1988) sowie einer 50 %igen Lösung an Schafe und Bullen (MEISSNER 1976, MEISSNER u. Mitarb. 1980) wurden über keine Anzeichen einer Hämolyse berichtet. Neben der Hämolyse konnte auch eine Abnahme des Hämatokritwertes beobachtet werden, der nach 15 Minuten wieder seinen Ausgangswert erreichte (DONOVAN u. BRENNER 1930, ROSS u. Mitarb. 1992). Die Autoren führen diese Veränderungen auf einen dynamischen Wasseraustausch infolge der Auslenkung der physiologischen osmotischen Verhältnisse durch die Harnstoffinfusion zurück.

Die Wirkung von Harnstoff auf den Kreislaufapparat von Hunden untersuchten CUPARENCO u. Mitarb. (1961). Dabei kamen Dosen von 0,17 bis 0,5 g/kg Körpergewicht zur Anwendung. Die intravenöse Harnstoffinjektion führt durch gefäßverengende Reflexe zunächst zu einer geringen Blutdrucksteigerung, der eine kurze Hypotension mit großer Amplitude sowie eine Bradykardie vagaler Herkunft folgt. Daran schließt sich eine geringe, jedoch längerwährende Blutdruckerhöhung infolge der Reizung der enzephalen blutdrucksteigernden vasomotorischen Zentren an. Weiterhin kommt es zu einer Stimulation des Atemzentrums. Im EEG konnte Zeichen einer Steigerung der kortikalen Reizbarkeit festgestellt werden, die sogar epileptoiden Charakter annehmen können. Die intraarterielle Injektion von Harnstoff führt neben den beschriebenen

vaskulären Reaktionen zu einer motorischen Reizung (muskuläre Fibrillationen, hochgradige Starre) im betreffenden Körperteil.

2.3.2 Methoden und Ergebnisse

- Extrapolationsmethode -

Die Verwendung von Harnstoff zur Bestimmung des Körperwassers wurde erstmals von PAINTER (1938, 1940) am Hund durchgeführt. Dabei stimmte das Harnstoffverteilungsvolumen mit dem über die Desiccation bestimmten Gesamtkörperwassergehalt gut überein. Grundlage der Bestimmung war die Extrapolationsmethode, die unter Punkt 2.2.2 bereits Erläuterung fand. Der einzige Unterschied zur Antipyrin-Methode besteht darin, daß bei der Berechnung des Verteilungsvolumens vom extrapolierten Wert zum Zeitpunkt Null die Basalharnstoffkonzentration (Blutharnstoffkonzentration vor der Infusion) abgezogen wird. Die Extrapolationsmethode kam in der Folgezeit bei Katzen (KORNBERG u. Mitarb. 1952), Menschen (PAWAN 1956), Schafen (HOUPPT 1959), Ziegen (GÄRTNER 1962), Kälbern (DALTON 1964) und Fohlen (GEERKEN u. Mitarb. 1988) zur Anwendung. In Simultanuntersuchungen am Menschen wurde dabei mit den durch Deuterium (SAN PIETRO u. RITTENBERG 1953) und Antipyrin (SRIKANTIA u. GOPALAN 1959) ermittelten Gesamtkörperwasserwerten gute Übereinstimmung erzielt.

Beim Wiederkäuer fallen die Ergebnisse mit der Extrapolationsmethode recht unterschiedlich aus. In Untersuchungen an 1 bis 2 Wochen alten Kälbern errechnete DALTON (1964) einen durchschnittlichen Wassergehalt von 74 % der Körpermasse, der gut mit dem in der Literatur berichteten GKW-Gehalt bei dieser Spezies übereinstimmt. Bestätigung finden diese Ergebnisse in der Arbeit von BARANOW-BARANOWSKI u. Mitarb. (1989). Dabei konnten in Simultanbestimmungen mit Harnstoff und Antipyrin an 5 Wochen alten Kälbern nur minimale Unterschiede in den GKW-Werten (GKW-Harnstoff: 70,4 %; GKW-Antipyrin: 70,2 %) ermittelt werden. HOUPPT (1959) hingegen

findet beim Schaf für den Harnstoffverteilungsraum (HVR) einen Wert von 44 %, GÄRTNER (1962) für die Ziege von 45 % der Körpermasse. Die Autoren gehen davon aus, daß die Vormägen außerhalb des Verteilungsraumes liegen und somit nur das Leerkörperwasser, d.h. das GWK abzüglich des Ingestawassers bestimmt wird. PRESTON u. KOCK (1973) sowie BARTLE u. Mitarb. (1988) lehnen die Extrapolationsmethode beim Wiederkäuer aufgrund unbeständiger Ergebnisse bei der Kalkulation der Körperzusammensetzung ab. Dabei heben sie den endogenen Harnstoff sowie den diuretischen Effekt nach Applikation einer größeren Menge als hauptsächliche Störgrößen in dem relativ langen Untersuchungszeitraum (5 bis 8 Stunden) hervor. JOHRI u. RANJAHN (1983) halten ebenfalls die Verwendung von originären Harnstoff zur Bestimmung des Körperwassers am Wiederkäuer für nicht praktikabel. Auch sie sehen im Harnstoffrecycling durch Speichel und Pansen eine potentielle Fehlerquelle. Als Alternative schlagen die Autoren den Einsatz von radioaktiv markierten Harnstoff vor (JOHRI u. Mitarb. 1973).

- Punktmethode -

Eine effektivere Methode unter Verwendung von Harnstoff beschreiben PRESTON u. KOCK (1973). In ihren Studien am Rind beobachten sie, daß die Harnstoffkonzentration 9 bis 15 Minuten nach Infusion einer 20 %igen Harnstofflösung (130 mg/kg) den durch Extrapolation ermittelten Wert zum Zeitpunkt Null sehr nahe kommt. Bei näherer Prüfung dieses Sachverhaltes an Ochsen erwies sich der Harnstoffverteilungsraum (HVR) 12 Minuten post infusionem als der beste Parameter zur Bestimmung der Körperzusammensetzung. Dabei bestand mit $r = -0,88$ eine hochsignifikante Beziehung zum prozentualen Fettgehalt des Leerkörpers. KOCK u. PRESTON (1979) bestätigten in ihren Untersuchungen die Gültigkeit der 12-Minuten-Methode zur Kalkulation der Körperzusammensetzung am Wiederkäuer. In der Folgezeit kam diese Methode fast ausschließlich bei Rind und Schaf zur Anwendung (JONES u. Mitarb. 1982, BARTLE u. Mitarb. 1983, HAMMOND u. Mitarb. 1984, FRIARS u. Mitarb. 1984, BARTLE u. Mitarb. 1985, RULE u. Mitarb. 1986, BARTLE u. Mitarb. 1987, HAMMOND u. Mitarb.

1988, ANDREW u. WALDO 1988, HAMMOND u. Mitarb. 1990, LEE u. Mitarb. 1992, ALRAHEEM u. Mitarb. 1992, ANDREW u. Mitarb. 1995). Entscheidender Vorteil dieser Methode ist die einmalige Blutprobenentnahme bereits kurze Zeit nach Applikation der Testsubstanz, wodurch der zeitliche als auch der arbeitstechnische Aufwand erheblich minimiert werden (BARTLE u. Mitarb, 1983). Neben der 12-Minuten-Methode werden auch der HVR zu den Zeitpunkten 6, 9, 10, 15, 18, 20, 30 und 45 Minuten post infusionem für Untersuchungen der Körperzusammensetzung herangezogen (PRESTON u. KOCK 1973, KOCK u. PRESTON 1979, MEISSNER 1976, MEISSNER u. Mitarb. 1980, DOREAU u. Mitarb. 1988, ABDULLAH u. Mitarb. 1990, GEERKEN u. HERRERA 1990).

Der HVR wird definiert als das Raumvolumen, in dem sich die Gesamtmenge des im Körper befindlichen Harnstoffs bei einheitlicher Konzentration verteilt (SAN PIETRO u. RITTENBERG 1953). Über die Größe des Harnstoffverteilungsvolumens nach Verabreichung von Harnstoff beim Wiederkäuer in Abhängigkeit von der Zeit existieren sehr unterschiedliche Untersuchungsergebnisse. MEISSNER (1976) stellt fest, daß eine Verteilung im Gesamtkörperwasser stattfindet. In seinen Untersuchungen an ungestauten Schafen beobachtet er sehr gute Übereinstimmung zwischen dem zum Gleichverteilungszeitpunkt nach 20 Minuten bestimmten HVR und dem durch chemische Analyse ermittelten GKW. DOREAU u. Mitarb. (1988) sowie BAS u. Mitarb. (1988) ermitteln bei Kühen und Ziegen jedoch zum gleichen Zeitpunkt eine engere Beziehung zum Leerkörperwasser (LKW) als zum GKW. Auch MEISSNER u. Mitarb. (1980) beobachten bei Bullen eine enge Korrelation zwischen dem HVR nach 10 Minuten und dem LKW. Im Einklang damit stehen die Untersuchungen anderer Autoren, die den HVR nach 12 Minuten als Maß für das LKW ansehen (PRESTON u. KOCK 1973, HAMMOND u. Mitarb. 1984, RULE u. Mitarb. 1986, BARTLE u. Mitarb. 1987). Gestützt wird diese Aussage durch die Untersuchungen von BARTLE u. PRESTON (1986), die weder dem Harn noch der Pansenflüssigkeit einen entscheidenden Einfluß auf die Größe des HVR bis 2 Stunden post applicationem bei Färsen nach einer 20-stündigen Hungerperiode beimessen.

Das Harnstoffverteilungsvolumen 12 Minuten nach Verabreichung einer 20 %igen Harnstofflösung (130 mg/kg) beträgt bei Rind und Schaf durchschnittlich 50 % der Lebendmasse (Tab. 10). Trotz enger korrelativer Beziehung bleibt der HVR mengenmäßig hinter dem Leerkörperwasser zurück. Während bei MEISSNER u. Mitarb. (1980) nur geringfügige Abweichungen bestehen, geben RULE u. Mitarb. (1986) einen Wert von 13,3 % an. Zu ähnlichen Ergebnissen kommen DOREAU u. Mitarb. (1988) in Untersuchungen an 5 Kühen (Tab. 11). Dabei lag der durchschnittliche HVR 12 Minuten post applicationem mit 21,3 % deutlich unter dem direkt bestimmten Leerkörperwasser. Auch der HVR 20 Minuten post applicationem lag mit 4,3 % noch unter diesem Wert. Diese Beispiele belegen die Variabilität in der Beziehung HVR - LKW zwischen den verschiedenen Tiergruppen. Dabei kommt den Blutfluß- und Austauschmechanismen in den verschiedenen Geweben des Körpers eine entscheidende Bedeutung zu, die wesentlich durch physiologische und fütterungsbedingte Zustände beeinflusst werden (SCHLOERB 1960, RULE u. Mitarb. 1986). Eine Abhängigkeit zwischen dem Plasmaharnstoffspiegel und dem HVR können von HARMEYER u. Mitarb. (1973a) nicht gefunden werden.

Tab. 10: Harnstoffverteilungsraum 12 Minuten nach Infusion einer 20 %igen Harnstofflösung (130 mg/kg)

Tiere	HVR ₁₂ (%LM)	Quelle
Ochsen	40-55	PRESTON u. KOCK (1973)
Ochsen	42,6-62,7	KOCK u. PRESTON (1979)
Kühe	46	JONES u. Mitarb. (1982)
Ochsen	36	JONES u. Mitarb. (1982)
Kühe	41,4-56,0	BARTLE u. Mitarb. (1983)
Ochsen u. Färsen	39,8-59,4	BARTLE u. Mitarb. (1987)
Kühe	40,9	DOREAU u. Mitarb. (1988)
Lämmer	41,0-58,1	BARTLE u. Mitarb. (1988)

Tab. 11: Vergleich der Harnstoffverteilungsräume nach 12 und 20 Minuten mit dem GKW und dem LKW bei Kühen (DOREAU u. Mitarb. 1988)

Tiere	HVR ₁₂ (kg)	HVR ₂₀ (kg)	GKW (kg)	LKW (kg)
Kuh 1	248	282	387	318
Kuh 2	260	326	392	339
Kuh 3	242	314	388	332
Kuh 4	284	324	381	334
Kuh 5	243	306	363	296
x	255	310	382	324

x - Mittelwert

Bei der Kalkulation der verschiedenen Körperbestandteile mit Hilfe des HVR werden recht unterschiedliche Ergebnisse bei Rind und Schaf erzielt. Dabei können Bestimmtheitsmaße von durchschnittlich 60 bis 70 % beobachtet werden (Tab. 12, 13).

Der Vergleich anderer Methoden mit der Harnstoff-Methode war wiederholt Gegenstand von Untersuchungen an Wiederkäuern. In Simultanuntersuchungen an ungefasteten Schafen erwies sich die Tritium-Methode gegenüber der Harnstoff-Methode als genaueres Verfahren zur Bestimmung der Körperzusammensetzung (MEISSNER 1976). MEISSNER u. Mitarb. (1980) bestätigen dies in ihren Studien an Bullen, jedoch nur für den HVR als alleinigen Parameter. Bei der Einbeziehung der Lebendmasse in die Regressionsgleichung konnte eine Angleichung an die Genauigkeit der Tritium-Methode erreicht werden.

Tab. 12: Kalkulation der Körperzusammensetzung über den HVR beim Rind

Körperbestandteil	Tiere	Regressionsgleichung	$S_{y,x}$	r^2	Quelle
Leerkörperwasser (x in %)	9 Ochsen, gefastet	$x=13,3 + 0,90 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=18,3 + 0,74 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LKM})^1$	k.A. k.A.	k.A. k.A.	PRESTON u. KOCK (1973)
	118 Ochsen, ungefastet	$x=11,1+0,97 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=12,7+0,81 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LKM})^2$	2,9 2,8	0,71 0,73	HAMMOND u. Mitarb. (1984)
	28 Ochsen, ungefastet	$x=27,4+0,60 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=73,4-0,04 \cdot \text{LM}$ $x=59,1+0,22 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})-0,04 \cdot \text{LM}^2$	4,8 3,11 2,72	0,63 0,84 0,89	RULE u. Mitarb. (1986)
	54 Ochsen/Färsen, ungefastet	$x=12,4+0,95 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=13,0+0,81 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LKM})^1$	k.A. k.A.	0,67 0,75	BARTLE u. Mitarb. (1987)
	14 Kühe, laktierend	$x=37,4+0,11 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})+0,4 \cdot \text{LM}^2$	k.A.	0,88	ANDREW u. WALDO (1988)
	24 Färsen	$x=1,63+1,04 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})^2$	k.A.	0,85	LEE u. Mitarb. (1992)
	38 Ochsen, ungefastet	$x=86,9-0,42 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=56,4 + 0,16 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LKM})$ $x=83,5-0,16 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})-0,03 \cdot \text{LM}$ $x=76,5-0,04 \cdot \text{LM}^2$	2,3 2,6 1,3 1,4	0,24 0,03 0,75 0,72	HAMMOND u. Mitarb. (1990)
Leerkörperwasser (x in kg)	16 Bullen, gefastet	$x=1,02 \cdot \text{HVR}_{10}(\text{kg})$ $x=0,46 \cdot \text{HVR}_{10}(\text{kg})+0,29 \cdot \text{LM}^2$	16,5 8,5	k.A. k.A.	MEISSNER (1980)
	118 Ochsen, ungefastet	$x=21,8+0,92 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})$ $x=26,9+0,55 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})+0,16 \cdot \text{LM}^2$	8,7 7,2	0,92 0,94	HAMMOND u. Mitarb. (1984)
	28 Ochsen, ungefastet	$x=20,7+0,94 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})$ $x=38,5+0,39 \cdot \text{LM}$ $x=31,3+0,16 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})+0,34 \cdot \text{LM}^2$	26,4 10,9 10,2	0,83 0,97 0,98	RULE u. Mitarb. (1986)
	54 Ochsen/Färsen, ungefastet	$x=22,0+0,93 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})^1$	k.A.	0,95	BARTLE u. Mitarb. (1987)
	38 Ochsen, ungefastet	$x=20,6+0,93 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})$ $x=1,7.+0,53 \cdot \text{LM}$ $x=6,7+0,37 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})+0,33 \cdot \text{LM}^2$	7,9 6,7 5,9	0,95 0,96 0,97	HAMMOND u. Mitarb. (1990)
	21 Kühe, laktierend u. nichtlakt.	$x=185,4+0,33 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})$ $x=79,1+0,36 \cdot \text{LM}$ $x=74,5+0,14 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})+0,30 \cdot \text{LM}^2$	26,2 21,9 21,6	0,31 0,51 0,55	ANDREW u. Mitarb. (1995)

Fortsetzung Tabelle 12

Körperbestandteil	Tiere	Regressionsgleichung	S _{y,x}	r ²	Quelle
Leerkörperfett (x in %)	9 Ochsen, gefastet	$x=79,6-1,19 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})^1$	k.A.	0,92	PRESTON u. KOCK (1973)
	38 Kühe, nichtlakt., ungefastet	$x=92,2-1,49 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=97,6-1,38 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LKM})^1$	k.A. k.A.	0,31 0,42	BARTLE u. Mitarb. (1983)
	28 Ochsen, ungefastet	$x=61,2-0,81 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=-0,86-0,06 \cdot \text{LM}$ $x=19,5-0,3 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})+0,05 \cdot \text{LM}^2$	6,47 4,41 3,86	0,63 0,83 0,87	RULE u. Mitarb. (1986)
	54 Ochsen, Färsen, ungefastet	$x=80,1-1,25 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=80,0-1,06 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})^1$	k.A. k.A.	0,67 0,75	BARTLE u. Mitarb. (1987)
	118 Ochsen, ungefastet	$x=81,2-1,27 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=81,2-1,10 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LKM})$ $x=-4,1+0,07 \cdot \text{LM}$ $x=43,4-0,79 \cdot \text{HVR}(\% \text{LM})+0,04 \cdot \text{LM}^2$	4,0 3,62 4,07 3,21	0,72 0,77 0,70 0,82	HAMMOND u. Mitarb. (1988)
	38 Ochsen, ungefastet	$x=-9,1+0,39 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})$ $x=14,0-0,06 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LKM})$ $x=0,33+0,03 \cdot \text{LM}$ $x=-5,9+0,14 \cdot \text{HVR}_{12}(\% \text{LM})+0,03 \cdot \text{LM}^2$	2,4 2,6 1,6 1,6	0,20 0,01 0,62 0,64	HAMMOND u. Mitarb. (1990)
Leerkörperfett (x in kg)	16 Bullen, gefastet	$x=0,26 \cdot \text{HVR}_{10}(\text{kg})$ $x=-0,63 \cdot \text{HVR}_{10}(\text{kg})+0,46 \cdot \text{LM}^2$	30,7 14,2	k.A. k.A.	MEISSNER (1980)
	28 Ochsen, ungefastet	$x=-64,1+0,87 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})$ $x=-61,5+0,4 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})$ $x=-48,3-0,29 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})+0,5 \cdot \text{LM}^2$	39,3 17,1 15,4	0,66 0,93 0,95	RULE u. Mitarb. (1986)
	54 Ochsen/Färsen, ungefastet	$x=46,4+0,14 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})^1$	k.A.	0,04	BARTLE u. Mitarb. (1987)
	118 Ochsen, ungefastet	$x=-60,2+0,78 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})$ $x=-69,7+0,38 \cdot \text{LM}$ $x=-39,8-0,72 \cdot \text{HVR}_{12}+0,63 \cdot \text{LM}^2$	24,3 16,1 13,4	0,54 0,80 0,86	HAMMOND u. Mitarb. (1988)
	38 Ochsen, ungefastet	$x=-19,8+0,3 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})$ $x=-19,4+0,19 \cdot \text{LM}$ $x=-22,1+0,21 \cdot \text{HVR}_{12}(\text{kg})+0,054 \cdot \text{LM}^2$	4,9 4,7 4,9	0,83 0,85 0,84	HAMMOND u. Mitarb. (1990)

Fortsetzung Tabelle 12

Körperbestandteil	Tiere	Regressionsgleichungen	S _{y.x}	r ²	Quelle
Fett der Schlachtkörperhälfte (x in kg)	25 Kühe, nichtlakt.	x=9,26+0,08*HVR ₁₂ (kg) x=-18,3+0,08*LM x=-23,2+0,02*HVR ₁₂ (kg)+0,1*LM	k.A. k.A. k.A.	0,54 0,68 0,69	JONES u. Mitarb. (1982)
	30 Ochsen	x=10,5+0,09*HVR ₁₂ (kg) x=-13,8+0,09*LM x=-27,4+0,11*HVR ₁₂ +0,08*LM	k.A. k.A. k.A.	0,19 0,34 0,39	
Gesamtkörperprotein (x in kg)	16 Bullen, gefastet	x=16,9+0,42*HVR ₁₀ (kg) ²	11,7	0,92	MEISSNER u. Mitarb.(1980)
Leerkörperprotein (x in kg)	118 Ochsen, ungefastet	x=1,8+0,31*HVR ₁₂ (kg) x=9,9+0,12*LM x=4,1+0,14*HVR ₁₂ +0,071*LM ²	3,4 3,1 2,5	0,89 0,91 0,94	HAMMOND u. Mitarb. (1988)
	38 Ochsen, ungefastet	x=-1,2+0,31*HVR ₁₂ (kg) x=-7,4+0,18*LM x=-5,7+0,13*HVR ₁₂ (kg)+0,1*LM ²	2,6 2,3 2,0	0,95 0,96 0,97	HAMMOND u. Mitarb. (1990)
	24 Färsen	x=-2,62+0,35*HVR ₁₂ (kg) ²	k.A.	0,81	LEE u. Mitarb. (1992)
Leerkörperasche (x in kg)	24 Färsen	x=0,94+0,09*HVR ₁₂ (kg) ²	k.A.	0,74	LEE u. Mitarb. (1992)

k.A. - keine Angabe LM - Lebendmasse
 1 - Spez.Dichte LKM - Leerkörpermasse
 2 - Chemische Analyse HVR - Harnstoffverteilungsraum zum jeweiligen Zeitpunkt

In Untersuchungen an 12 Ziegen erwies sich der HVR 20 Minuten post applicationem der Körpermasse zur Bestimmung des Fettgehaltes überlegen (BAS u. Mitarb. 1990). Die simultan durchgeführte Deuterium-Methode zeigte jedoch eine doppelt so hohe Genauigkeit wie die Harnstoff-Methode. Im Einklang damit stehen Untersuchungen mit Deuteriumoxid und Harnstoff an laktierenden Kühen (ANDREW u. Mitarb. 1995). Die Autoren konstatieren, daß die Deuterium-Methode Vorgänge der Fett- und

Energiemobilisation bzw. -repletion mit hoher Genauigkeit anzeigt. Im Gegensatz dazu ist der HVR_{12} außerstande, präzise Angaben über Veränderungen der Körperzusammensetzung während des Laktationszyklus zu liefern.

Tab. 13: Kalkulation der Körperzusammensetzung über den HVR beim Schaf

Körperbestandteil	Tiere	Regressionsgleichung	$s_{y,x}$	r^2	Quelle
Leerkörperwasser (x in %)	19 Schafe, ungefastet	$x=17,88+0,54*HVR_{10}(\%LM)^2$	0,88	0,83	MEISSNER (1976)
	46 Lämmer, ungefastet	$x=40,8+0,46*HVR_{12}(\%LM)$ $x=37,2+0,42*HVR_{12}(\%LKM)$ $x=77,4-0,40*LM(kg)^2$	3,4 2,8 2,6	0,30 0,53 0,58	BARTLE u. Mitarb. (1988)
	56 Lämmer, gefastet	$x=30,4+0,52*HVR_{12}(\%LM)$ $x=32,8+0,42*HVR_{12}(\%LKM)^1$	2,9 3,0	0,66 0,63	
Leerkörperwasser (x in kg)	19 Schafe, ungefastet	$x=1,11+0,85*HVR_{10}(kg)^2$	1,79	0,94	MEISSNER (1976)
GKW (x in kg)	19 Schafe, ungefastet	$x=0,75+1,04*HVR_{20}(kg)^2$	2,86	0,93	MEISSNER (1976)
Leerkörperfett (x in %)	19 Schafe, ungefastet	$x=44,65-0,55*HVR_{10}(\%LM)$ $x=40,14-0,53*HVR_6(\%LM)$ $x=47,45-0,52*HVR_{20}(\%LM)^2$	4,32 4,55 4,67	0,54 0,49 0,46	MEISSNER (1976)
	46 Lämmer, ungefastet	$x=41,4-0,51*HVR_{12}(\%LM)$ $x=46,7-0,49*HVR_{12}(\%LKM)^2$	4,0 3,2	0,28 0,55	BARTLE u. Mitarb. (1982)
	56 Lämmer, gefastet	$x=55,4-0,62*HVR_{12}(\%LM)$ $x=52,6-0,50*HVR_{12}(\%LKM)^1$	3,4 3,6	0,66 0,63	
Schlachtkörperfett (x in %)	30 Lämmer	$x=21,6-0,03*HVR_{12}(\%LM)^2$	k.A.	0,90	ALRAHEEM u. Mitarb. (1992)
GKF (x in %)	30 Lämmer	$x=37,6-0,08*HVR_{12}(\%LM)^2$	k.A.	0,77	ALRAHEEM u. Mitarb. (1992)

k.A. - keine Angabe
¹ - Spez. Dichte
² - Chemische Analyse

LM - Lebendmasse
LKM - Leerkörpermasse
HVR - Harnstoffverteilungsraum zum jeweiligen Zeitpunkt

MEISSNER (1976) stellt in Untersuchungen an Schafen fest, daß der HVR bei gut konditionierten Tieren eine höhere Aussagegenauigkeit zur Körperzusammensetzung besitzt als bei mageren Tieren. Im Einklang damit stehen die unbefriedigenden Ergebnisse von JONES u. Mitarb. (1982) an zum überwiegenden Teil schlecht konditionierten Lämmern und Rindern. Auch KOCK u. PRESTON (1979) ermitteln Unterschiede in der Aussagegenauigkeit in Abhängigkeit von der Kondition. In Untersuchungen an 115 Ochsen finden sie zwischen prozentualem HVR₁₂ und prozentualem Fettgehalt im Bereich der 8. bis 10. Rippe für die gut konditionierte Gruppe eine höhere Korrelation ($r = -0,75$) als für die weniger gut konditionierte Gruppe ($r = -0,67$).

Neben der Kondition scheint auch die Nutzungsrichtung bzw. Rasse die Aussagekraft des HVR zu beeinflussen (BARTLE u. Mitarb. 1983). In Untersuchungen an 38 Kühen werden für die Beziehung HVR₁₂ und Schlachtkörperfett bei Tieren der Fleischrasse ein doppelt so hohes Bestimmtheitsmaß gesehen ($r^2 = 0,35$) als bei den Tieren der Milchrasse ($r^2 = 0,17$).

Bei der Analyse der Regressionsgleichungen zur Bestimmung der Bestandteile Wasser, Fett und Protein fällt auf, daß mit dem HVR bezogen auf die Leerkörpermasse höhere Bestimmtheitsmaße erzielt werden als mit dem HVR bezogen auf die Lebendmasse (HAMMOND u. Mitarb. 1984, BARTLE u. Mitarb. 1987). Hieran wird der eingangs erwähnte Einfluß des Magen-Darm-Inhaltes des Wiederkäuers auf die Kalkulation der Körperzusammensetzung auch bei dieser Methode deutlich. Dabei sind zwei Komponenten zu berücksichtigen. Zum einen kann der Magen-Darm-Trakt als Diffusionsraum fungieren, zum anderen stellt der Magen-Darm-Inhalt eine variable Komponente der Körpermasse dar. BARTLE u. Mitarb. (1983) berichten, daß bei ungefasteten Kühen 7 % der Variation des HVR bezogen auf die Lebendmasse durch den Magen-Darm-Inhalt bedingt ist, während zwischen dem HVR bezogen auf die Leerkörpermasse keine Beziehung hergestellt werden konnte. Daraus schlußfolgern sie, daß die Variation in der Bestimmung des HVR basierend auf der Lebendmasse nur von der Variation des Magen-Darm-Inhaltes bestimmt wird und nicht durch den Raum, in den Harnstoff diffundiert. Bestätigt werden diese Ergebnisse in der Arbeit von BARTLE u.

PRESTON (1986). Sie konnten an gefasteten Färsen zum Zeitpunkt der Probenentnahme nach 12 Minuten trotz hoher Plasmaharnstoffkonzentrationen keinen nennenswerten Harnstoffübertritt in den Pansen feststellen. Auch HARMEYER u. Mitarb. (1973b) berichten, daß im Hungerzustand der endogene Harnstofftransfer auf Null absinkt. Das Stellglied in diesem Regelprozeß scheint dabei die fehlende organische Substanz (Hungern) zu sein, wodurch die für den Transfer verantwortlichen Bakterien im Pansenepithel auf das bestehende Energiedefizit mit einer deutlich herabgesetzten Aktivität reagieren (CHENG u. WALLACE 1979, KENNEDY u. MILLIGAN 1980). Im Einklang mit diesen Beobachtungen stehen die Studien zur Harnstoff-Methode von BARTLE u. Mitarb. (1988) an gefasteten und ungestauten Lämmern. Die deutliche Reduzierung des Magen-Darm-Inhaltes (etwa um die Hälfte) bei den Gefasteten ging einher mit einer erheblichen Verbesserung des Bestimmtheitsmaßes bei der Bestimmung der Körperbestandteile Wasser und Fett über den HVR. Zur Verbesserung der Genauigkeit der Bestimmung der Körperzusammensetzung bei in-vivo-Untersuchungen bevorzugen HAMMOND u. Mitarb. (1988) daher die Nutzung der Leerkörpermasse. Neuere Untersuchungen zeigen, daß die Kalkulation der Leerkörpermasse in Abhängigkeit von der Lebendmasse und der Diät unter Zuhilfenahme von Berechnungsmodellen gut möglich ist (WILLIAMS u. Mitarb. 1992).

Die Lebendmasse als alleinige Variable zur Bestimmung der Körperzusammensetzung war in einer Anzahl von Arbeiten besser geeignet als der HVR (MEISSNER u. Mitarb. 1980, JONES u. WALTON 1981, BARTLE u. Mitarb. 1985, RULE u. Mitarb. 1986, HAMMOND u. Mitarb. 1988, ANDREW u. Mitarb. 1995). Andere Autoren hingegen sahen in dem HVR den günstigeren Parameter (HAMMOND u. Mitarb. 1984, BARTLE u. Mitarb. 1987, BAS u. Mitarb. 1990). Die Nutzung der Lebendmasse als auch des HVR in einer multiplen Regressionsgleichung hatte immer eine Verringerung der Reststreuung um die Regressionsgerade sowie eine Verbesserung des Bestimmtheitsmaßes zur Folge. Auch die Einbeziehung der initialen Plasmaharnstoffkonzentration sowie die Änderung der Harnstoffkonzentration nach Harnstoffinfusion als unabhängige Variablen konnte die Genauigkeit der Bestimmung der Körperzusammensetzung bei Kühen und Lämmern verbessern (BARTLE u. Mitarb. 1983, BARTLE u. Mitarb. 1985).

BARTLE u. Mitarb. (1987) stellen in ihren Untersuchungen an Ochsen und Färsen fest, daß die Regressionsgleichungen zur Bestimmung des relativen Fettgehaltes im Gegensatz zu den Gleichungen zur Bestimmung des absoluten Fettgehaltes insbesondere an inhomogenen Tiergruppen die bessere Aussage liefern. Während bei den Prozent-Gleichungen relativ konstante Bestimmtheitsmaße beobachtet werden, sind deutliche Variationen bei den Masse-Gleichungen zu erkennen. Bestätigung findet diese Feststellung im Konzept über die Körperzusammensetzung, wonach das Körperwasser (hier HVR) den anderen Komponenten (Fett, Protein, Asche) auf prozentualer Basis in viel engerer Beziehung steht als auf quantitativer Basis. Im Gegensatz dazu stehen die Ergebnisse von HAMMOND u. Mitarb. (1990). Die an einem homogenen Tiermaterial von 38 Ochsen entwickelten Masse-Gleichungen zeigen wesentlich bessere Bestimmtheitsmaße ($r^2 = 0,84$ bis $r^2 = 0,99$) als die Prozent-Gleichungen ($r^2 = 0,01$ bis $r^2 = 0,76$).

Die Überprüfung der Regressionsgleichungen an anderen Tiergruppen war wiederholt Gegenstand von Untersuchungen (HAMMOND u. WALDO 1985, HAMMOND u. Mitarb. 1988, HAMMOND u. Mitarb. 1990, LEE u. Mitarb. 1992). Dabei werden zumeist Abweichungen zwischen den errechneten und den direkt bestimmten Körperbestandteilen gefunden. So wird beispielsweise bei Ochsen der Rasse Holstein-Friesian unter Verwendung von Gleichungen, die am Fleischrind (Angus) ermittelt wurden eine Unterbestimmung des Leerkörperwassers um 3% und eine Überbestimmung des Leerkörperfettes um 16% beobachtet (HAMMOND u. Mitarb. 1990). Diese Ergebnisse bekräftigen die Ansicht verschiedener Autoren, wonach zwischen dem HVR und den Körperbestandteilen in Abhängigkeit von der Tiergruppe erhebliche Unterschiede bestehen (RULE u. Mitarb. 1986, HAMMOND u. Mitarb. 1988, HAMMOND u. Mitarb. 1990). Aus dieser Problematik wird deutlich, daß diese Gleichungen nicht vorbehaltlos an einer Gruppe von Tieren angewendet werden können. RULE u. Mitarb. (1986) schlagen vor, die für die in-vivo-Bestimmung vorgesehene Gleichung an einer kleineren Gruppe auf ihre Genauigkeit hin zu testen.

GEERKEN u. HERRERA (1990) untersuchen an Kühen den Zusammenhang zwischen dem HVR und dem Body Condition Score (BCS). Sie finden Bestimmtheitsmaße im Bereich von $r^2 = 0,55$ bis $r^2 = 0,70$. Weiterhin zeigen die mittels HVR und BCS ermittelten Körperfettgehalte bei fetten Tieren (BCS-Note = 4) eine gute, bei mageren Tieren (BCS-Note = 1) hingegen eine schlechte Übereinstimmung.

Die Aussagefähigkeit des HVR und der mit Ultraschall gemessenen regionären Fettdicke zur Körperzusammensetzung werden von BENNETT und Mitarb. (1982) sowie JONES u. WALTON (1981) verglichen. Dabei finden BENNETT u. Mitarb. (1982) zwischen der Fettdicke am Übergang der 12. zur 13. Rippe und dem HVR_{12} bzw. HVR_{15} Korrelationskoeffizienten von $r = -0,42$ bzw. $r = -0,40$. Weiterhin stellen sie fest, daß der HVR an einer inhomogenen Tiergruppe dem Ultraschall im Hinblick auf die Bestimmung der Körperzusammensetzung vergleichbare Ergebnisse liefert. An einer homogenen Tiergruppe hingegen zeigte sich der HVR der Ultraschallmessung überlegen. JONES u. WALTON (1981) berichten, daß bei der Bestimmung des Schlachtkörperfettgehaltes an Fleischrindern mit dem HVR_{12} ($r^2 = 0,37$) im Gegensatz zur Fettdicke zwischen der 11. und 12. Rippe ($r^2 = 0,08$) die besseren Resultate erzielt wurden.

- Ein- bzw. Zwei-Kompartiment-Modell -

Neben der Extrapolations- und Punktmethode wird in der Literatur über weitere Verfahren zur Ermittlung des HVR berichtet. Grundlage der sog. Ein- bzw. Zwei-Kompartiment-Modelle sind Untersuchungen zur Kinetik exogen zugeführten Harnstoffs im Körper (GEERKEN u. Mitarb. 1988, DOREAU u. Mitarb. 1988, BAS u. Mitarb. 1988, SCHMIDELY u. Mitarb. 1990, GEERKEN u. HERRERA 1990, BAS u. Mitarb. 1992, SCHMIDELY u. Mitarb. 1992). Das sog. Zwei-Kompartiment-Modell teilt den Diffusionsraum des Harnstoffs im Organismus in ein zentrales und ein peripheres Kompartiment. Die Kalkulation des HVR erfolgt dabei mit Hilfe einer Exponentialfunktion unter Zuhilfenahme von Diffusionskonstanten (SCHMIDELY u. Mitarb. 1992). In Untersuchungen an 22 Milchziegen wurde mit diesem Modell eine durchschnittliche

Überschätzung des Leerkörperwassers durch den HVR von 6,9 % ermittelt. (BAS u. Mitarb. 1992). SCHMIDELY u. Mitarb. (1990) sowie SCHMIDELY u. Mitarb. (1992) hingegen berichten von einer Überschätzung des GWK durch den HVR an Jungziegen von 8 % bzw. 15 %. Dabei ist die Überschätzung um so größer, je höher die tägliche Stickstoffaufnahme ist (SCHMIDELY u. Mitarb. 1992). GEERKEN u. Mitarb. (1988) stellen in Untersuchungen an Fohlen fest, daß die Bestimmung des HVR auf der Grundlage der Analyse der kinetischen Daten des Harnstoffs besser geeignet ist als die einmalige Blutentnahme nach 12 Minuten (Punktmethode).

3. Eigene Untersuchungen

3.1 Material und Methodik

3.1.1 Untersuchungsmaterial

Für die Untersuchungen wurden ausschließlich Milchkühe der Rassen Schwarzbuntes Milchrind (SMR) und Holstein-Friesian (HF) herangezogen. Es wurden zwei Versuche durchgeführt (Tab. 14).

Tab. 14: Untersuchungsmaterial

Tiergruppe	Tierzahl	Lebendmasse (kg)
gesamt	95	580
Versuch 1	6	628
Versuch 2	89	577
1.Laktation	19	511
2.Laktation	17	611
3.Laktation	32	581
>3.Laktation	21	603
Frühlaktation	16	546
Mittellaktation	66	582
Spätlaktation	7	596
HF	25	599
SMR	64	568

Versuch 1 umfaßte experimentelle Untersuchungen unter Klinikbedingungen. Dabei gingen 6 ausgewachsene SMR-Kühe, die unter konventionellen Bedingungen gehalten wurden (Anbindehaltung, Scherenfreßgitter, Einstreu), in die Untersuchungen ein. Die Futtermischung der nichttragenden und nichtlaktierenden Tiere umfaßte Grünpellets, Milchviehmischfutter, Trockenschnitzel, Heu, Stroh und eine Mineralstoffmischung.

Versuch 2 erfolgte unter Produktionsbedingungen. Untersucht wurden insgesamt 89 laktierende Kühe, davon 64 Tiere der Rasse Schwarzbuntes Milchrind und 25 Tiere der Rasse Holstein-Friesian. Die Ration der unter konventionellen Bedingungen (Grabener Kette, Einstreu) gehaltenen Tieren bestand aus Anwelksilage, Heu, Getreideschrot und Stroh.

3.1.2 Untersuchungsmethoden

3.1.2.1 Tiervorbereitung

Am Vorabend des Untersuchungstages (12 Stunden vor Untersuchungsbeginn) wurde den Tieren das Futter entzogen. Die laktierenden Tiere wurden kurz vor Beginn der Untersuchungen gemolken. Während des Versuches bestand keine Möglichkeit der Wasseraufnahme. Zu Untersuchungsbeginn erfolgte die Lebendmassewägung.

Den Tieren wurde beiderseits je eine Braunüle (4G/12, 8 cm; Braun Melsungen) in die Vena jugularis verbracht. Dabei diente die linksseitige Braunüle der Applikation der Markersubstanzen, während die rechtsseitige Braunüle den Blutprobenentnahmen vorbehalten blieb. Alternativ wurden auch die Eutervernen (Vv. subcutaneae abdomines) für die Blutentnahme genutzt. Vor der Applikation der Markersubstanzen erfolgte zur Bestimmung der Nullwerte die Entnahme von je 10 ml Blut in einem Zentrifugenröhrchen mit Heparin als Gerinnungshemmer.

3.1.2.2 Untersuchungen zur Harnstoff-Methode

Für die Untersuchungen wurden drei Kühe aus Versuch 1 herangezogen. Der Applikation einer 20 %igen Harnstoff-Lösung folgten Blutprobenentnahmen nach 9 und 30 Minuten sowie nach 1, 8, 24, 48, 72, 96 und 120 Stunden. Bei jeder Probe erfolgte die Bestimmung der Blutparameter Hämatokrit, Erythrozytenzahl und Hämoglobingehalt. Die Messungen wurden am COULTER COUNTER[®] Modell T 840 (Fa. Coulter Electronics GmbH) durchgeführt.

3.1.2.3 Bestimmung des Harnstoffverteilungsraumes

- Methodisches Prinzip -

Harnstoff diffundiert frei durch die Zellmembranen und verteilt sich gleichmäßig im Körperwasser (DONOVAN u. BRENNER 1930, PAINTER 1940, SAN PIETRO u. RITTENBERG 1953, HARMEYER u. Mitarb. 1973a). Aus dem Verdünnungsgrad des exogen zugeführten Harnstoffs kann auf die Größe des HVR zum Zeitpunkt der Probenentnahme geschlossen werden. Dabei wird ein konstanter Basalharnstoffwert (Nullwert) während des Untersuchungszeitraumes zugrunde gelegt.

- Arbeit am Tier -

Nach Entnahme der Nullwertprobe wurde eine 20 %ige Harnstoff-Lösung in einer Richtdosis von 130 mg/kg mit einer Masseninjektionsspritze nach BÜHNER intravenös appliziert. Die Infusionsdauer betrug ca. 2 Minuten. Anschließend wurde die Braunüle mit physiologischer Kochsalzlösung gespült. Als Zeitpunkt Null wurde der Mittelpunkt der Infusion (d. h. nach einminütiger Injektionsdauer) angesehen. Die Blutprobenentnahmen (je 10 ml) erfolgten 9, 12 und 15 Minuten post infusionem. Im Zeitraum eine bis fünf

Stunden post infusionem wurden weitere 5 Blutproben gewonnen. Die Entnahmezeiten wurden exakt notiert. Durch Wägung der Infusionsflasche vor und nach dem Versuch konnte die Infusionsmenge ermittelt werden. Zur Gewinnung des Plasmas wurden die Proben 10 Minuten bei 4000 U/min in einer Zentrifuge vom Typ T 23 (Fa. Janetzki, Leipzig) zentrifugiert. Anschließend wurde das Blutplasma in 5 ml Plastebecher abgefüllt und bei einer Temperatur von -20°C eingefroren.

- Arbeit im Labor -

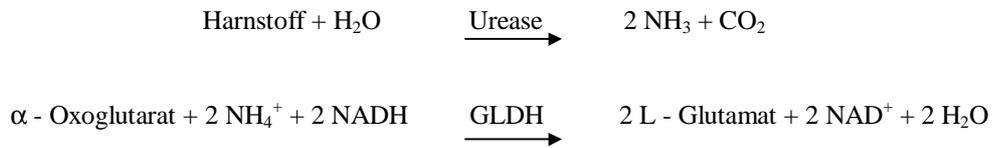
Die Analyse des Probenmaterials erfolgte innerhalb von 3 Monaten (Tab. 15). Am Vortag der Aufarbeitung wurden die Proben in einen Kühlschrank verbracht, um einen allmählichen Auftauprozess zu gewährleisten. Nach Entnahme aus dem Kühlschrank am Untersuchungstag wurden die Proben ca. 90 Minuten bei Zimmertemperatur stehen gelassen.

Tab. 15: Haltbarkeit von Harnstoff unter verschiedenen Lagerungsbedingungen
(SCHWENDENWEIN 1995)

Raumtemperatur	4°C	-20°C
24 Stunden	3 Tage	mehrere Monate

Die Harnstoffkonzentration im Plasma wurde mittels enzymatischer Methode am automatischen Photometer CORONA[®] (Fa. Clinicon) bei einer Wellenlänge von 340 nm bestimmt. Die Messung erfolgte nach Meßvorschrift des Herstellers (CORONA-Method guide 511) unter Verwendung eines Testsets für die automatische Analyse (Boehringer Mannheim GmbH Diagnostica).

Der Messung lag folgendes Meßprinzip zugrunde:



Vor Meßbeginn eines jeden Tages wurde durch Zehnfachbestimmung ein und derselben Probe die Meßgenauigkeit des Gerätes überprüft. Dabei lag der relative Meßfehler stets im Bereich von 1 % (Tab. 16).

Tab. 16: Beispiele zweier Präzisionsbestimmungen vor jedem Meßtag

Probe	Meßtag 1 Harnstoffkonzentration (mmol/l)	Meßtag 2 Harnstoffkonzentration (mmol/l)
1	7,72	7,02
2	7,64	6,95
3	7,71	6,93
4	7,68	6,93
5	7,67	6,87
6	7,58	6,85
7	7,52	6,88
8	7,79	7,01
9	7,76	7,03
10	7,70	6,86
x	7,68	6,93
s	0,08	0,06
s%	1,04	0,87

x - Mittelwert s - Standardabweichung s% - Variationskoeffizient

- Berechnung des Harnstoffverteilungsraumes -

1. Punktmethode

Der HVR wird unter Berücksichtigung der applizierten Menge, des Basalharnstoffgehaltes und des Harnstoffgehaltes zum Entnahmezeitpunkt wie folgt berechnet:

$$\text{HVR (\% LM)} = \frac{\text{Harnstoff (mg/kg)} * 100}{\{[C_x - C_0] \text{ (mmol/l)}\} * 60,055 \text{ (mg/l/mmol/l)}} \quad (12)$$

C_x - Blutharnstoffkonzentration 9, 12, 15 Minuten post infusionem
 C_0 - Blutharnstoffkonzentration ante infusionem

2. Extrapolationsmethode

Für die Ermittlung des HVR mit Hilfe der Extrapolationsmethode wurden die Harnstoffwerte ein bis fünf Stunden post infusionem genutzt. Die Kenntnis der applizierten Menge Harnstoff, des Basalharnstoffwertes sowie der extrapolierten Harnstoffkonzentration zum Zeitpunkt Null gestattet folgende Berechnung des HVR:

$$\text{HVR (\%LM)} = \frac{\text{Harnstoff (mg/kg)} * 100}{\{[C_{EP} - C_0] \text{ (mmol/l)}\} * 60,055 \text{ (mg/l/mmol/l)}} \quad (13)$$

C_{EP} - extrapolierte Blutharnstoffkonzentration
 C_0 - Blutharnstoffkonzentration ante infusionem

3.1.2.4 Kalkulation des Körperfettgehaltes über den extrapolierten Harnstoffverteilungsraum

Der über das Extrapolationsverfahren ermittelte HVR entspricht dem Gesamtkörperwasser (DALTON 1964, BARANOW-BARANOWSKI u. Mitarb. 1989). Die enge inverse Beziehung zwischen Wasser- und Fettgehalt des Körpers gestattet die Berechnung des Körperfettgehaltes aus dem GWK (PANARETTO u. TILL 1963). Zur Kalkulation des Körperfettgehaltes diente die von BIRD u. Mitarb. (1982) erstellte Formel, basierend auf einem Wassergehalt der fettfreien Körpersubstanz von 75,9 % („Whole Body“):

$$\text{KFG (kg)} = -3,03 + 0,868 * \text{LM} - 1,122 * \text{GWK (kg)} \quad (14)$$

3.1.2.5 Bestimmung des Gesamtkörperwassergehaltes mit Antipyrin

- Methodisches Prinzip -

Antipyrin (Phenazon) verteilt sich gleichmäßig im Körperwasser (SOBERMAN u. Mitarb. 1949). Die Ermittlung des Verdünnungsgrades nach Verabreichung einer bestimmten Menge Antipyrin erlaubt die Berechnung des GWK-Gehaltes am lebenden Tier (BRODIE 1951). Auf der Basis der relativen Konstanz des Wassergehaltes der fettfreien Körpersubstanz kann auf die Körperfettmenge geschlossen werden. Die Ermittlung der Plasmakonzentration des Antipyrins erfolgte nach der von WIEDEMANN (1984) speziell für das Rind erarbeiteten Methode.

- Arbeit am Tier -

Die intravenöse Applikation einer 20 %igen Antipyrinlösung in einer Dosierung von 80 bis 100 mg/kg erfolgte ca. 1 Stunde nach der Harnstoffinfusion ebenfalls mittels einer Masseninjektionsspritze nach BÜHNER. Nach Verabreichung der Testsubstanz wurde die Braunüle mit physiologischer Kochsalzlösung gespült. Die Blutprobenentnahme begann etwa 1,5 Stunden nach der Applikation. Weitere 4 bis 5 Probenentnahmen folgten im Abstand von ca. 1 Stunde. Dabei wurde die Entnahme der Blutproben mit denen für die Harnstoff-Methode koordiniert. Die Entnahmezeiten wurden exakt notiert. Durch Wägung der Infusionsflasche vor und nach der Infusion wurde die Menge der infundierten Lösung ermittelt. Die Gewinnung des Plasmas erfolgte wie unter 3.1.2.3 beschrieben.

- Arbeit im Labor -

Die Ermittlung der Plasmakonzentration des Antipyrins erfolgte nach der Methode von WIEDEMANN (1984). Dazu wurden folgende Lösungen verwendet:

- 4 N H₂SO₄-Lösung
- 0,2 %ige NaNO₂-Lösung
- 0,75 N NaOH-Lösung
- 0,75 N ZnSO₄-Lösung
- 0,01 %ige Antipyrinstandardlösung

Mittels Titration wurden die Normalitäten der NaOH- und ZnSO₄-Lösungen genau aufeinander abgestimmt. Die Zubereitung der NaNO₂-Lösung erfolgte täglich frisch.

Am Vortag der Aufarbeitung wurden die Proben in einen Kühlschrank verbracht, um einen allmählichen Auftauprozess zu gewährleisten. Nach Entnahme aus dem Kühlschrank am Untersuchungstag wurden die Proben ca. 90 Minuten bei Zimmertemperatur stehen

gelassen. Von jeder Plasmaprobe wurde 1 ml in ein 5 ml Plasteröhrchen pipettiert und mit jeweils 1 ml Aqua dest., 1 ml ZnSO₄-Lösung und 1 ml NaOH-Lösung versetzt. Nach Verschuß der Röhren und kräftigem Schütteln des Gesamtansatzes wurde dieser 10 Minuten bei Zimmertemperatur stehen gelassen. Im Anschluß daran erfolgte eine zehnmünütige Zentrifugation bei 4000 U/min. Nach dem Zentrifugieren konnte das Plasmawasser als klarer Überstand abpipettiert werden. Besondere Beachtung mußte aufgrund einer dünnen oberflächlichen Schwimmschicht der sauberen Gewinnung geschenkt werden. Die gründliche Säuberung der Pipettenspitze nach jedem Pipettierschritt war deshalb unerläßlich, um die photometrische Messung durch feinste Partikel nicht zu stören. Nach Übertragung von 1 ml Plasmawasser wurde dieses mit 0,05 ml H₂SO₄-Lösung versetzt.

Die Kalkulation des GWK-Gehaltes erforderte die Herstellung einer *Mischplasmaprobe* und einer *Standardantipyrinprobe* sowie die Bestimmung der *Nullwertextinktion des Mischplasmaleerwertes*, der *Extinktion des Mischplasmaleerwertes*, der *Nullwertextinktion des Standardantipyrinwertes*, der *Extinktion des Standardantipyrinwertes*, der *Nullwertextinktion der jeweiligen Plasmawasserprobe* und der *Extinktion der jeweiligen Plasmawasserprobe* (RIECKHOFF, 1992).

Zur Herstellung der *Mischplasmaprobe* wurden alle vor der Infusion gewonnenen Blutproben eines Versuchstages verwendet.

Die *Standardantipyrinprobe* wurde aus Mischplasma hergestellt. Anstelle von Aqua dest. wurde zu 1 ml Mischplasma 1 ml Antipyrinlösung gegeben. Die weitere Aufbereitung erfolgte in der oben geschilderten Weise.

Die *Nullwertextinktion des Mischplasmaleerwertes* wurde nach dem Ansäuern gegen Aqua dest. bei 350 nm gemessen.

Zur Messung der *Extinktion des Mischplasmaleerwertes* wurde den Mischplasmaproben jeweils 0,1 ml NaNO₂-Lösung zugesetzt. Unmittelbar darauf erfolgte die Messung der

Extinktion bei 350 nm. Der Durchschnitt der mehrfach bestimmten Extinktion des Mischplasmas vermindert um den Durchschnitt der Nullwertextinktion des Mischplasmaleerwertes ergab sich die Extinktion für den Mischplasmaleerwert.

Die *Nullwertextinktion des Standardantipyrinwertes* wurde nach dem Ansäuern gegen Aqua dest. bei 350 nm gemessen.

Zur Messung der *Extinktion des Standardantipyrinwertes* wurde den Proben 0,1 ml NaNO₂-Lösung zugesetzt. Es schloß sich die Messung der Extinktion bei 350 nm an. Der Extinktionsgipfel wurde nach 4 bis 10 Minuten erreicht. Der Durchschnitt der mehrfach bestimmten Extinktion des Standardantipyrinwertes vermindert um die Nullwertextinktion des Standardantipyrinwertes und den Mischplasmaleerwert ergab die Extinktion des Standardwertes.

Die *Nullwertextinktion der Plasmawasserprobe* wurde nach dem Ansäuern gegen Aqua dest. bei 350 nm gemessen.

Zur Messung der *Extinktion der Plasmawasserprobe* wurde den Proben 0,1 ml NaNO₂-Lösung zugesetzt. Unmittelbar darauf erfolgte die Messung der Extinktion bei 350 nm. Der Extinktionsgipfel wurde nach 4 bis 10 Minuten erreicht. Der ermittelte Extinktionswert vermindert um die Nullwertextinktion der Plasmawasserprobe und den Mischplasmaleerwert ergab den Plasmawasserwert.

Nach Ermittlung der Plasmawasserwerte jedes Tieres wurden diese in Abhängigkeit von der Zeit auf halblogarithmischen Papier abgetragen. Da die Elimination des Antipyrins einer Exponentialfunktion folgt, erhielt man die Eliminationsgerade für das Antipyrin. Die Extrapolation der Eliminationsgerade auf den Zeitpunkt Null ergab die Extinktion für die zum Infusionszeitpunkt vorliegende Antipyrinkonzentration, wie sie theoretisch zum Zeitpunkt Null nach Applikation und Gleichverteilung vorgelegen hätte, ohne daß die Substanz metabolisiert oder ausgeschieden worden wäre. Die Messung der Extinktionen erfolgte an einem SPEKOL 20[®] (Fa. Carl Zeiss Jena) bei 350 nm gegen Aqua dest..

Die Nullwertextinktionen bewegten sich im Bereich von 0,005. Obwohl diese Werte für die weitere Kalkulation ohne Bedeutung sind, sollte jedoch auf deren Messung nicht verzichtet werden. Deutlich höhere Extinktionswerte als 0,005 sprechen für Verunreinigungen während des Enteiweißungsprozesses, was den Ausschluß der entsprechenden Proben zur Folge hat (WIEDEMANN 1989, RIECKHOFF 1992).

Die Antipyrinkonzentration zum Zeitpunkt Null wurde wie folgt berechnet:

$$C_P \text{ (mg/l)} = C_S \text{ (mg/l)} * \frac{E_{P0}}{E_S} \quad (15)$$

- C_P - Antipyrinkonzentration in der Plasmawasserprobe zum Zeitpunkt Null
- C_S - Antipyrinkonzentration im Standardwert (0.01 % entspricht 100 mg/l)
- E_{P0} - durch Extrapolation ermittelte Extinktion zum Zeitpunkt Null
- E_S - Extinktion des Standardwertes

- Berechnung des GWK-Gehaltes -

Unter Zugrundelegung der Antipyrinkonzentration zum Zeitpunkt Null erfolgte die Berechnung des GWK-Gehaltes:

$$\text{GWK (\%LM)} = \frac{x \text{ (mg/kg)}}{C_P \text{ (mg/l)}} * 100 \quad (16)$$

- x - applizierte Antipyrimenge
- C_P - Antipyrinkonzentration zum Zeitpunkt Null

3.1.2.6 Kalkulation des Körperfettgehaltes über das Gesamtkörperwasser

Die Berechnung des Körperfettgehaltes (KFG) aus dem GWK (Antipyrinverteilungsraum) unter Verwendung von Formel (14) erfolgte analog zur Harnstoff-Methode. Der kalkulierte absolute bzw. relative Körperfettgehalt gilt als Referenzwert und ist Grundlage für alle weiterführenden Untersuchungen.

3.1.2.7 Messung der Rückenfettdicke

Am Ende eines jeden Untersuchungstages wurde bei allen Tieren die Rückenfettdicke (RFD) ermittelt. Die Messung der RFD erfolgte mit der mechanischen Nadelsondenmethode nach STAUFENBIEL u. Mitarb. (1990). Vor Beginn der Messung wurden die Tiere mit einem Xylazinpräparat sediert. Als Meßinstrument diente eine graduierte Sonde, versehen mit einer verschiebbaren Polyesterolscheibe. Nach Rasur und Desinfektion der Meßstelle wurde an den vorgesehenen Meßpunkten die Haut mit einer Kanüle perforiert. Unter leichtem Druck und senkrecht zur Hautoberfläche wurde die Meßsonde durch das subkutane Fett bis auf die Muskulatur bedeckende Fascia trunci profunda vorgeschoben, welche der Sonde einen erheblichen Widerstand entgegensetzte. Beim Vorführen der Sonde schob sich durch den Widerstand an der Hautoberfläche die Polyesterolscheibe auf der Nadel nach oben. Der Abstand zwischen Sondenspitze und Unterkante der Polyesterolscheibe ergab den Rückenfettdickenwert in Millimeter, welcher die Hautdicke von 5 mm mit einschloß (STAUFENBIEL u. Mitarb. 1989). Nach Abschluß der Messung erfolgte eine Wundversorgung der Meßstellen mit Pflasterspray.

Die Messung der RFD wurde an fünf ausgewählten Meßpunkten vorgenommen. Sie lagen auf der Verbindungslinie zwischen Tuber ischiadicum und Tuber coxae (Abb. 4). In folgender Reihenfolge wurden die RFD-Werte ermittelt:

Meßpunkt 1 (RFD₁) befand sich zwischen dem caudalen Viertel und dem caudalen Fünftel der Gesamtstrecke in Höhe des Überganges des Os sacrum zum Os coccygeum. Dieser Meßpunkt ist für die routinemäßige Anwendung der RFD-Messung geeignet (STAUFENBIEL 1993).

Meßpunkt 2 (RFD₂) lag auf halber Distanz zwischen Tuber ischiadicum und Tuber coxae.

Meßpunkt 3 (RFD₃) befand sich auf halber Distanz zwischen Meßpunkt 1 und Meßpunkt 2.

Meßpunkt 4 (RFD₄) lag fingerbreit vor dem Meßpunkt 1.

Meßpunkt 5 (RFD₅) befand sich fingerbreit hinter Meßpunkt 1.

Vor der Rückenfettdickenmessung eines jeden Tieres wurde die Rückenfettdicke am Meßpunkt 1 durch Betrachtung und Palpation des Tieres geschätzt (RFD₅). Dabei fanden der allgemeine Konditionszustand sowie die Adspektion und Palpation der Schwanzwurzelgegend und der Region zwischen Kreuzbein und den Hüft- bzw. Sitzbeinhöckern Berücksichtigung.

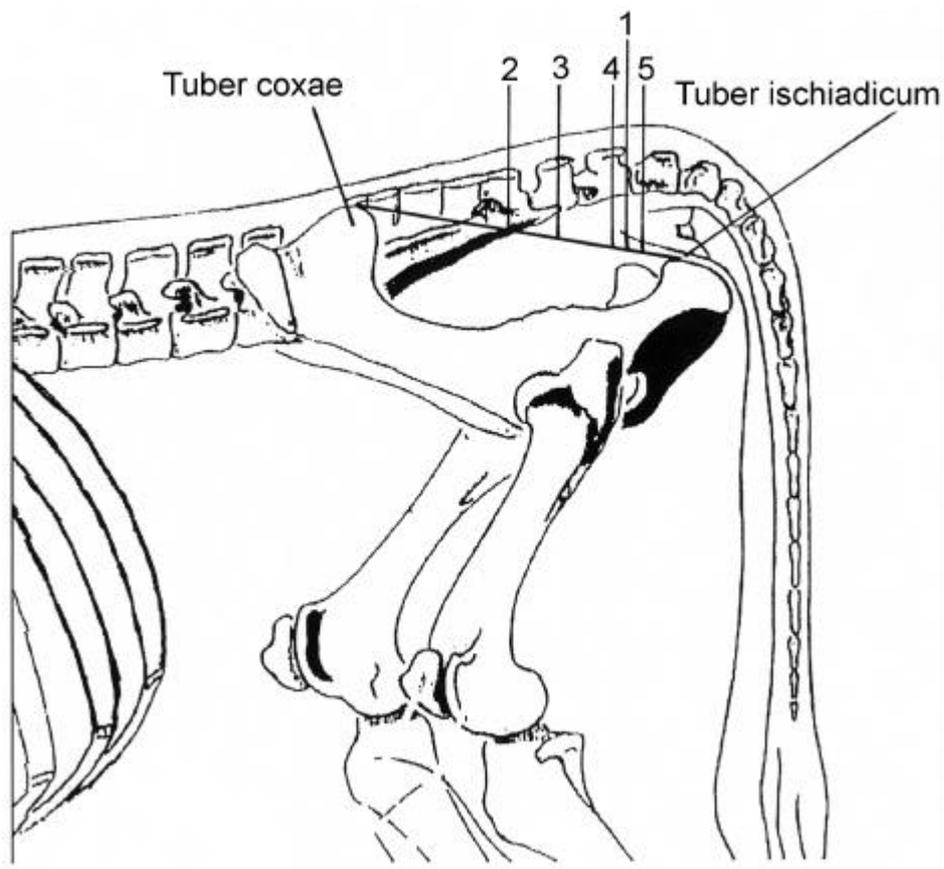


Abb. 4: Lage der RFD-Meßpunkte am Tier

3.1.3 Statistische Auswertung

Die statistische Auswertung wurde mit der einfachen bzw. multiplen linearen Regressionsanalyse sowie mit dem t-Test nach STUDENT für den Vergleich von Mittelwerten bei paarweiser Zuordnung durchgeführt (WEBER 1980). Dazu wurden die Tiere nach Versuchsreihe, Laktationszahl, Laktationstadium, Rasse, Meßtag und Kondition unterteilt. Die Berechnung der statistischen Parameter sowie die Erstellung der zugehörigen Abbildungen erfolgte mit dem Computerprogramm „Statgraphics Plus Statistical Graphics System“ (Educational Institution Edition, Version 6.1). In den Grafiken der Regressionsfunktionen sind die Konfidenzgrenzen (innere gestrichelte Linien) und die Vorhersagegrenzen (äußere gestrichelte Linien) mit einer Sicherheitswahrscheinlichkeit von jeweils 95 % dargestellt (SCHÄFER 1990). Bei Bestimmtheitsmaßen von $r^2 < 0,01$ wurde der Wert auf $r^2 = 0,01$ gerundet. Für die Irrtumswahrscheinlichkeit gilt ein $p \leq 0,05$ als signifikant (*).

3.2 Ergebnisse

3.2.1 Untersuchungen zur Harnstoff-Methode

In der Literatur wird über Veränderungen im roten Blutbild nach intravenöser Verabreichung von Harnstoff berichtet (ROSS u. Mitarb. 1992). Bezug nehmend darauf erfolgte die Bestimmung der Parameter Hämatokrit, Erythrozytenzahl und Hämoglobingehalt im Zeitraum 9 Minuten bis 120 Stunden nach Infusion einer 20 %igen Harnstofflösung (130 mg/kg) bei drei Probanden aus Versuch 1 (Tab. 17).

Tab. 17: Hämatokrit (Hk), Erythrozytenzahl (RBC) und Hämoglobingehalt (Hb) nach Infusion einer 20 %igen Harnstoff-Lösung (130 mg/kg)

Zeit	Tier 1			Tier 2			Tier 3		
	Hk (l/l)	RBC (T/l)	Hb (g/l)	Hk (l/l)	RBC (T/l)	Hb (g/l)	Hk (l/l)	RBC (T/l)	Hb (g/l)
a. inf.	0,34	6,36	123	0,38	6,54	126	0,42	7,26	137
9 min p. inf.	0,31	5,44	108	0,34	5,81	103	0,34	5,95	106
30 min p. inf.	0,29	5,20	102	0,33	5,50	104	0,33	5,80	106
1 h p. inf.	0,27	5,52	110	0,31	5,34	101	0,34	5,85	106
8 h p. inf.	0,27	5,30	105	0,33	5,63	104	0,37	6,47	118
24 h p. inf.	0,31	5,50	109	0,34	5,75	104	0,37	6,55	123
48 h p. inf.	0,30	5,66	110	0,34	5,83	111	0,38	6,74	130
72 h p. inf.	0,30	6,14	123	0,34	5,81	114	0,38	6,64	127
96 h p. inf.	0,35	6,31	125	0,33	5,58	105	0,37	6,46	120
120 h p. inf.	0,33	6,07	122	0,31	5,26	103	0,36	6,11	112
maximaler Abfall in %	21	18	17	18	18	20	21	20	23

a. inf. - ante infusionem

p. inf. - post infusionem

Nach der Infusion ist bei allen drei Tieren eine markante Abnahme von Hämatokrit, Erythrozytenzahl und Hämoglobingehalt um durchschnittlich 20 % feststellbar, wobei die Tiefstwerte nach 30 bis 60 Minuten post infusionem beobachtet werden. Die Ausgangswerte bei Tier 1 werden nach 72 bis 96 Stunden erreicht, wohingegen die Tiere 2 und 3 auch nach 120 Stunden bei allen Parametern noch erniedrigte Werte zeigen.

3.2.2 Harnstoffverteilungsraum

Die ermittelten Harnstoffverteilungsräume unter Verwendung der Punktmethode nach 9, 12 und 15 Minuten sowie unter Verwendung der Extrapolationsmethode sind in Tab. 18 dargestellt. Zum Vergleich ist das ermittelte Gesamtkörperwasser unter Verwendung von Antipyrin (Antipyrinverteilungsraum) mit angeführt. Die Spannweite ist in Klammern angegeben.

Der HVR_9 beträgt für die gesamte Tiergruppe durchschnittlich 46,0 %. Mit zunehmender Dauer nach der Harnstoffinfusion werden größere Harnstoffverteilungsräume beobachtet. Für den HVR_{12} sowie den HVR_{15} werden Werte von 50,1 % und 53,8 % ermittelt. Unabhängig von Versuch, Laktationszahl, Laktationsstadium und Rasse ist der HVR im Zeitraum 9 bis 15 Minuten nach Harnstoffapplikation durch eine stetige Zunahme gekennzeichnet. Der HVR_{EP} beträgt 61,7 % und zeigt damit gute Übereinstimmung mit dem Antipyrinverteilungsraum (61,1 %). Diese Beobachtung wird in allen Tiergruppen bestätigt.

Tab. 18: Mittelwert und Spannweite der ermittelten Harnstoffverteilungsräume

Tier- gruppe	n	LM (kg)	HVR ₉ (%)	HVR ₁₂ (%)	HVR ₁₅ (%)	HVR _{EP} (%)	GKW (%)
gesamt	95	580 (424-705)	46,0 (30,5-69,5)	50,1 (35,1-69,3)	53,8 (36,1-76,0)	61,7 (48,6-75,6)	61,1 (44,5-72,5)
Vers. 1	6	628 (572-705)	42,4 (35,0-54,9)	44,5 (37,0-55,8)	48,7 (45,2-53,3)	55,3 (49,7-63,8)	53,3 (44,5-57,4)
Vers. 2	89	577 (424-684)	46,3 (30,5-69,5)	50,4 (35,1-69,3)	54,1 (36,0-76,0)	62,2 (48,6-75,6)	61,6 (49,4-72,5)
1.Lakt.	19	511 (424-621)	45,0 (30,5-58,7)	50,2 (41,8-65,0)	52,9 (40,4-76,0)	62,0 (48,6-72,9)	63,3 (54,0-70,6)
2.Lakt.	17	611 (540-670)	46,7 (36,5-69,5)	49,5 (40,0-69,3)	52,1 (36,1-65,2)	60,7 (50,5-69,1)	59,9 (52,8-67,0)
3.Lakt.	32	581 (493-670)	46,3 (34,2-58,8)	50,3 (35,1-69,1)	55,6 (43,2-74,7)	62,4 (49,1-75,6)	61,3 (49,4-68,4)
> 3.Lakt.	21	603 (532-684)	47,3 (38,2-60,3)	51,7 (40,6-63,7)	54,7 (39,2-64,6)	63,3 (52,2-74,6)	62,2 (49,8-72,5)
Frühlakt.	16	546 (456-653)	45,8 (30,5-58,7)	50,1 (40,6-65,0)	53,1 (36,1-76,0)	62,2 (54,3-73,7)	62,9 (57,3-68,9)
Mittellakt.	66	582 (424-684)	46,3 (43,2-69,5)	50,4 (35,1-69,3)	54,2 (39,2-70,4)	62,6 (49,1-75,4)	61,8 (49,4-72,5)
Spätlakt.	7	596 (546-672)	47,3 (41,9-54,3)	51,3 (42,2-68,0)	55,7 (48,6-74,7)	58,1 (48,6-64,8)	57,4 (49,8-65,5)
HF	25	599 (504-670)	46,2 (34,2-69,5)	48,5 (35,1-69,3)	51,5 (36,1-69,2)	60,4 (49,1-72,9)	60,7 (49,4-70,6)
SMR	64	568 (424-684)	46,3 (30,5-60,3)	51,2 (39,1-69,1)	55,2 (39,2-76,0)	62,9 (48,6-75,6)	62,0 (49,8-72,5)

3.2.3 Absoluter Körperfettgehalt und Harnstoffverteilungsraum

Die Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße zwischen absolutem Körperfettgehalt (KFG) und absolutem Harnstoffverteilungsraum (HVR) in Abhängigkeit von der Zeit bzw. Methode sind in den Tab. 19, 20, 21 und 22 zusammengefaßt.

Tab. 19: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung absoluter KFG und absoluter HVR₉ (kg)

$$\text{KFG (kg)} = a + b * \text{HVR}_9 \text{ (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	HVR ₉ (kg)	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	102,3	266,5	0,15	61,98	0,16	0,03	39,71
Vers. 1	6	628	167,7	267,9	0,46	44,08	0,73	0,53	28,54
Vers. 2	89	577	97,8	266,4	0,11	67,83	0,13	0,02	36,23
1.Lakt.	19	511	76,6	229,2	0,19	32,42	0,25	0,06	28,44
2.Lakt.	17	611	115,3	284,3	-0,18	166,45	-0,30	0,09	31,48
3.Lakt.	32	581	101,0	267,5	0,11	71,38	0,08	0,01	35,84
> 3.Lakt.	21	603	98,0	283,9	-0,08	122,01	-0,08	0,01	41,15
Frühlakt.	16	546	84,5	248,5	0,14	49,88	0,19	0,04	28,39
Mittellakt.	66	596	97,5	269,5	0,07	79,69	0,08	0,01	35,89
Spätlakt.	7	596	131,2	281,2	-0,27	208,07	-0,16	0,03	45,84
HF	25	599	108,2	276,0	-0,04	119,59	-0,05	0,01	40,22
SMR	64	568	93,8	262,7	0,17	49,27	0,19	0,04	34,16

Für die Gesamtzahl der untersuchten Tiere sowie für die einzelnen Tiergruppen sind die Beziehungen zwischen absolutem Körperfettgehalt und den mit der *Punktmethode* ermittelten absoluten Harnstoffverteilungsräumen nach 9, 12 und 15 Minuten nicht signifikant. Die Korrelationskoeffizienten variieren beträchtlich. Zumeist werden niedrige negative bzw. positive Korrelationen festgestellt.

Tab. 20: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung absoluter KFG und absoluter HVR₁₂ (kg)

$$\text{KFG (kg)} = a + b * \text{HVR}_{12} \text{ (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	HVR ₁₂ (kg)	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	102,3	288,7	0,03	93,20	0,03	0,01	40,21
Vers. 1	6	628	167,7	281,0	0,54	17,12	0,79	0,62	25,50
Vers. 2	89	577	97,8	289,3	0,01	96,45	0,01	0,01	36,54
1.Lakt.	19	511	76,6	253,7	0,10	52,51	0,10	0,01	29,19
2.Lakt.	17	611	115,3	301,5	-0,11	147,75	-0,16	0,03	32,50
3.Lakt.	32	581	101,0	290,0	-0,07	122,35	-0,08	0,01	35,84
> 3.Lakt.	21	603	98,0	310,4	-0,47	243,01	-0,40	0,16	37,76
Frühlakt.	16	546	84,5	268,7	-0,13	119,81	-0,16	0,03	28,58
Mittelakt.	66	582	97,5	292,7	-0,03	105,96	-0,04	0,01	35,98
Spätlakt.	7	596	131,2	304,1	-0,10	161,98	-0,11	0,01	46,17
HF	25	599	108,2	287,5	0,03	98,31	0,04	0,01	40,23
SMR	64	568	93,8	290,0	-0,01	95,02	-0,01	0,01	34,80

Die nichtlaktierenden Tiere des Versuches 1 weisen zu allen drei Zeitpunkten moderate positive Korrelation zwischen $r = 0,51$ und $r = 0,79$ auf. Für die laktierenden Tiere des Versuches 2 wird zwischen absolutem Körperfettgehalt und HVR_{12} ein Korrelationskoeffizient von $r = 0,01$ festgestellt. Tiere mit mehr als drei Laktationen zeigen mit $r = -0,40$ zu diesem Zeitpunkt einen wesentlich besseren Zusammenhang als die jüngeren Tiere.

Tab. 21: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung absoluter KFG und absoluter HVR_{15} (kg)

$$KFG \text{ (kg)} = a + b * HVR_{15} \text{ (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	HVR_{15} (kg)	b	a	r	r^2	$S_{y,x}$
gesamt	95	580	102,3	310,8	0,12	65,47	0,13	0,02	39,88
Vers. 1	6	628	167,7	306,4	0,47	23,38	0,51	0,26	35,79
Vers. 2	89	577	97,8	311,0	0,11	62,84	0,14	0,02	36,18
1.Lakt.	19	511	76,6	268,8	0,09	52,47	0,12	0,01	29,14
2.Lakt.	17	611	115,3	317,7	-0,05	130,73	-0,07	0,01	32,87
3.Lakt.	32	581	101,0	321,2	-0,01	103,33	-0,01	0,01	35,96
>3.Lakt.	21	603	98,0	328,4	-0,01	100,04	-0,01	0,01	41,27
Frühlakt.	16	546	84,5	286,3	-0,11	115,29	-0,15	0,02	28,62
Mittelakt.	66	582	97,5	315,0	0,08	73,18	0,10	0,01	35,83
Spätlakt.	7	596	131,2	330,6	0,20	65,79	0,22	0,05	45,33
HF	25	599	108,2	307,3	-0,03	98,60	0,03	0,01	40,25
SMR	64	568	93,8	312,5	0,15	47,91	0,20	0,04	34,11

Tab. 22: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung absoluter KFG und absoluter HVR_{EP} (kg)

$$KFG \text{ (kg)} = a + b * HVR_{EP} \text{ (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	HVR_{EP} (kg)	b	a	r	r^2	$S_{y,x}$
gesamt	95	580	102,3	357,2	-0,05	118,49	-0,05	0,01	40,19
Vers.1	6	628	167,7	346,9	0,01	162,64	0,01	0,01	41,62
Vers.2	89	577	97,8	357,9	-0,02	104,98	-0,02	0,01	36,53
1.Lakt.	19	511	76,6	316,5	-0,11	112,62	-0,17	0,01	28,95
2.Lakt.	17	611	115,3	369,8	-0,48	291,78	-0,52*	0,27	28,24
3.Lakt.	32	581	101,0	361,5	-0,01	105,85	-0,01	0,01	35,96
>3.Lakt.	21	603	98,0	380,3	-0,46	272,50	-0,39	0,15	38,00
Frühlakt.	16	546	84,5	338,6	0,08	58,33	0,11	0,01	28,77
Mittellakt.	66	582	97,5	363,9	-0,05	116,56	-0,06	0,01	35,94
Spätlakt.	7	596	131,2	345,6	0,02	124,33	0,01	0,01	46,43
HF	25	599	108,2	360,5	-0,36	239,34	-0,31	0,01	38,24
SMR	64	568	93,8	356,9	0,05	76,64	0,06	0,01	34,74

Für die Gesamtzahl der untersuchten Tiere ist die Beziehung zwischen absolutem Körperfettgehalt und dem mit der *Extrapolationsmethode* ermittelten absoluten Harnstoffverteilungsraum ebenfalls nicht signifikant. Sowohl für die nichtlaktierenden des Versuches 1, als auch für die laktierenden Tiere des Versuches 2 werden niedrige nicht

signifikante Korrelationskoeffizienten beobachtet. Mit $r = -0,52$ wird für die Tiere der 2. Laktation ein signifikanter Zusammenhang zwischen beiden Untersuchungsgrößen festgestellt.

3.2.4 Relativer Körperfettgehalt und Harnstoffverteilungsraum

Die Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße zwischen relativem Körperfettgehalt (KFG) und relativem Harnstoffverteilungsraum (HVR) in Abhängigkeit von der Zeit bzw. Methode sind in den Tab. 23, 24, 25 und 26 zusammengefaßt.

Für die Gesamtzahl der untersuchten Tiere sind die Beziehungen zwischen relativem Körperfettgehalt und den mit der *Punktmethode* ermittelten relativen Harnstoffverteilungsräumen nach 9, 12 und 15 Minuten signifikant. Die höchste Korrelation wird mit $r = -0,34$ für den HVR_{12} festgestellt. Der HVR_9 und der HVR_{15} weisen Koeffizienten von $r = -0,22$ bzw. $r = -0,23$ auf.

Bei den nichtlaktierenden Tiere des Versuches 1 werden positive, nichtsignifikante Korrelationen zwischen $r = 0,44$ und $r = 0,78$ ermittelt. Bei den laktierenden Tieren des Versuches 2 werden für den HVR_9 und den HVR_{12} signifikante Korrelationen von $r = -0,23$ und $r = -0,34$ beobachtet, für den HVR_{15} wird keine Signifikanz festgestellt ($r = -0,20$).

Weder bei den Tieren der 1. und 2. Laktation noch bei den Tieren der 3. Laktation werden zwischen relativem Körperfettgehalt und den mit der Punktmethode ermittelten relativen Harnstoffverteilungsräumen signifikante Zusammenhänge beobachtet. Die Korrelationskoeffizienten liegen zwischen $r = 0,02$ und $r = -0,34$. Bei den Tieren mit mehr als drei Laktationen ist nur für den HVR_{12} ein signifikanter Zusammenhang von $r = -0,61$ vorhanden. Mit zunehmender Laktationszahl werden für den HVR_{12} und den HVR_{15} engere korrelative Beziehungen festgestellt.

Die frühlaktierenden Tiere weisen für den HVR zu allen drei Zeitpunkten keine signifikanten Zusammenhänge auf. Es werden Korrelationskoeffizienten zwischen $r = -0,19$ und $r = -0,42$ ermittelt. Bei den Tieren in der Mittellaktation wird nur für den HVR_{12} eine signifikante Korrelation von $r = -0,35$ festgestellt. Bei den spätlaktierenden Tiere wird für den HVR_9 mit $r = -0,91$ eine hohe signifikante korrelative Beziehung nachgewiesen.

Tab. 23: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung relativer KFG und relativer HVR_9 (%)

$$KFG (\%) = a + b * HVR_9 (\%)$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	HVR ₉ (%)	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	17,4	46,0	-0,20	26,41	-0,22*	0,05	5,78
Vers. 1	6	628	26,7	42,4	0,50	5,51	0,67	0,45	4,62
Vers. 2	89	577	16,8	46,3	-0,19	25,73	-0,23*	0,05	5,28
1.Lakt.	19	511	14,9	45,0	0,01	14,34	0,02	0,01	5,06
2.Lakt.	17	611	18,9	46,7	-0,21	28,60	-0,34	0,12	5,00
3.Lakt.	32	581	17,2	46,3	-0,32	31,89	-0,33	0,11	4,98
> 3.Lakt.	21	603	16,1	47,3	-0,28	29,31	-0,30	0,09	5,81
Frühlakt.	16	546	15,4	45,8	-0,11	20,43	-0,19	0,04	4,12
Mittellakt.	66	582	16,6	46,3	-0,19	25,52	-0,23	0,05	5,31
Spätlakt.	7	596	21,8	47,3	-1,20	78,55	-0,91*	0,83	2,54
HF	25	599	17,9	46,2	-0,21	27,68	-0,28	0,08	5,89
SMR	64	568	16,4	46,3	-0,18	24,64	-0,21	0,04	5,05

Bei den Tieren der Rasse Holstein-Friesian wird zwischen relativem Körperfettgehalt und den mit der Punktmethode ermittelten relativen Harnstoffverteilungsräumen kein signifikanter Zusammenhang beobachtet. Bei den Tieren der Rasse Schwarzbuntes Milchrind kann nur für den HVR_{12} mit $r = -0,39$ Signifikanz festgestellt werden.

Tab. 24: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung relativer KFG und relativer HVR_{12} (%)

$$KFG (\%) = a + b * HVR_{12} (\%)$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	HVR_{12} (%)	b	a	r	r^2	$S_{y,x}$
gesamt	95	580	17,4	50,1	-0,26	30,67	-0,34*	0,12	5,58
Vers. 1	6	628	26,7	44,5	0,66	-2,61	0,78	0,61	3,89
Vers. 2	89	577	16,8	50,4	-0,25	29,31	-0,34*	0,12	5,10
1.Lakt.	19	511	14,9	50,2	-0,14	21,86	-0,16	0,03	5,00
2.Lakt.	17	611	18,9	49,5	-0,12	24,79	-0,19	0,04	5,23
3.Lakt.	32	581	17,2	50,3	-0,21	27,53	-0,34	0,12	4,97
> 3.Lakt.	21	603	16,1	51,7	-0,54	43,87	-0,61*	0,37	4,83
Frühlakt.	16	546	15,4	50,1	-0,23	26,65	-0,42	0,18	3,81
Mittellakt.	66	582	16,6	50,4	-0,26	29,71	-0,35*	0,12	5,11
Spätlakt.	7	596	21,8	51,3	-0,29	36,44	-0,44	0,19	5,60
HF	25	599	17,9	48,5	-0,16	25,59	-0,21	0,04	5,98
SMR	64	568	16,4	51,2	-0,28	30,69	-0,39*	0,15	4,76

Zwischen relativem Körperfettgehalt und dem durch die *Extrapolationsmethode* ermittelten relativen Harnstoffverteilungsraum sind mit Ausnahme des Versuches 1 und der spätlaktierenden Tiere in allen Tiergruppen signifikante Beziehungen vorhanden. Die Korrelationskoeffizienten bewegen sich zwischen $r = -0,22$ und $r = -0,79$.

Tab. 25: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung relativer KFG und relativer HVR₁₅ (%)

$$\text{KFG (\%)} = a + b * \text{HVR}_{15} (\%)$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	HVR ₁₅ (%)	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	17,4	53,8	-0,18	27,19	-0,23*	0,05	5,76
Vers. 1	6	628	26,7	48,7	0,69	-6,89	0,44	0,19	5,57
Vers. 2	89	577	16,8	54,1	-0,14	24,32	-0,20	0,04	5,31
1.Lakt.	19	511	14,9	52,9	-0,05	17,58	-0,08	0,01	5,05
2.Lakt.	17	611	18,9	52,1	-0,08	22,87	-0,11	0,01	5,29
3.Lakt.	19	581	17,5	55,6	-0,16	26,03	-0,27	0,07	5,09
> 3.Lakt.	21	603	16,1	54,7	-0,30	32,54	-0,30	0,09	5,81
Frühlakt.	16	546	15,4	53,1	-0,11	21,40	-0,27	0,07	4,04
Mittellakt.	66	582	16,6	54,2	-0,18	26,58	-0,24	0,06	5,30
Spätlakt.	7	596	21,8	55,7	-0,08	26,08	-0,12	0,01	6,17
HF	25	599	17,9	51,5	-0,18	27,15	-0,21	0,04	6,00
SMR	64	568	16,4	55,2	-0,11	22,31	-0,16	0,03	5,09

Tab. 26: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung relativer KFG und relativer HVR_{EP} (%)

$$KFG (\%) = a + b * HVR_{EP} (\%)$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	HVR_{EP} (%)	b	a	r	r^2	$S_{y,x}$
gesamt	95	580	17,4	61,7	-0,71	61,48	-0,69*	0,48	4,31
Vers. 1	6	628	26,7	55,3	-0,24	39,96	-0,22	0,05	6,06
Vers. 2	89	577	16,8	62,2	-0,66	57,99	-0,67*	0,45	4,02
1.Lakt.	19	511	14,9	62,0	-0,77	62,83	-0,79*	0,62	3,13
2.Lakt.	17	611	18,9	60,7	-0,71	62,14	-0,70*	0,49	3,82
3.Lakt.	32	581	17,2	62,4	-0,51	48,77	-0,56*	0,31	4,38
> 3.Lakt.	21	603	16,1	63,3	-0,77	64,68	-0,76*	0,58	3,99
Frühlakt.	16	546	15,4	62,2	-0,64	55,25	-0,74*	0,55	2,80
Mittellakt.	66	582	16,6	62,6	-0,64	56,85	-0,65*	0,42	4,15
Spätlakt.	7	596	21,8	58,1	-0,58	55,38	-0,60	0,36	4,98
HF	25	599	17,9	60,4	-0,80	65,90	-0,76*	0,58	3,97
SMR	64	568	16,4	62,9	-0,61	54,40	-0,62*	0,38	4,07

3.2.5 Absoluter Körperfettgehalt und Lebendmasse

In Tab. 27 sind die Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung zwischen absolutem Körperfettgehalt (KFG) und Lebendmasse (LM)

zusammengefaßt. Mit einem Kilogramm Lebendmasse ändert sich der absolute Körperfettgehalt um den Wert des Regressionskoeffizienten b.

Tab. 27: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße der Beziehung zwischen absolutem KFG und LM

$$\text{KFG (kg)} = a + b * \text{LM (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	102,3	0,41	-133,0	0,58*	0,34	32,70
Vers. 1	6	628	167,7	0,28	-5,1	0,33	0,11	39,31
Vers. 2	89	577	97,8	0,36	-110,2	0,57*	0,32	30,12
1.Lakt.	19	511	76,6	0,21	-29,5	0,41	0,17	26,81
2.Lakt.	17	611	115,3	0,15	23,5	0,21	0,04	32,24
3.Lakt.	32	581	101,1	0,58	-238,3	0,70*	0,49	25,80
> 3.Lakt.	21	603	98,0	0,63	-282,8	0,59*	0,35	33,46
Frühlakt.	16	546	84,5	0,28	-67,6	0,63*	0,40	22,42
Mittellakt.	66	582	97,5	0,34	-102,0	0,52*	0,27	30,73
Spätlakt.	7	596	131,2	0,69	-277,4	0,78*	0,61	28,89
HF	25	599	108,2	0,43	-146,7	0,53*	0,28	34,12
SMR	64	568	93,8	0,33	-96,1	0,56*	0,31	28,84

Für die gesamte Tiergruppe besteht mit $r = 0,58$ eine signifikante korrelative Beziehung zwischen beiden Untersuchungsgrößen. Mit einer Lebendmasseänderung um ein Kilogramm ist ein Fettauf- bzw. -abbau von 0,41 kg verbunden.

Bei den nichtlaktierenden Tieren des Versuches 1 wird keine Signifikanz festgestellt. Die laktierenden Tiere des Versuches 2 weisen mit $r = 0,57$ einen signifikanten Zusammenhang zwischen absolutem Körperfettgehalt und Lebendmasse auf. Eine Lebendmasseänderung um ein Kilogramm hat eine Änderung des Fettgehaltes um 0,36 kg zur Folge.

In Abhängigkeit von der Laktationszahl liegen die Korrelationskoeffizienten zwischen $r = 0,21$ und $r = 0,70$. Für die untersuchten Tiere der 1. und 2. Laktation existieren dabei keine signifikanten Beziehungen zwischen beiden Untersuchungsgrößen. Der Körperfettgehalt ändert sich pro Kilogramm Lebendmasse um 0,21 kg in der 1. Laktation und um 0,15 kg in der 2. Laktation. Bei den Tieren der 3. Laktation und den Tieren mit mehr als drei Laktationen werden signifikante Korrelationen von $r = 0,70$ und $r = 0,59$ beobachtet. Die Regressionskoeffizienten steigen auf 0,58 und 0,63 an.

Im Laktationsverlauf sind durchweg signifikante Beziehungen zwischen dem absoluten Körperfettgehalt und der Lebendmasse feststellbar. Zwischen beiden Untersuchungsgrößen werden Korrelationen zwischen $r = 0,52$ und $r = 0,78$ nachgewiesen. Mit zunehmender Dauer der Laktation steigen die Regressionskoeffizienten stetig an.

Bei den Rinderrassen Holstein-Friesian und Schwarzbuntes Milchrind werden signifikante Korrelationen von $r = 0,53$ und $r = 0,56$ festgestellt. Je Kilogramm Lebendmasse ändert sich der absolute Körperfettgehalt bei den HF-Kühen um 0,43 kg und bei den SMR-Kühen um 0,33 kg.

3.2.6 Relativer Körperfettgehalt und Lebendmasse

Die Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung zwischen relativem Körperfettgehalt (KFG) und Lebendmasse (LM) sind in Tab. 28 dargestellt.

Tab. 28: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße der Beziehung zwischen relativem KFG und LM

$$\text{KFG (\%)} = a + b * \text{LM (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	17,4	0,040	-6,19	0,40*	0,16	5,44
Vers. 1	6	628	26,7	0,006	22,68	0,05	0,01	6,19
Vers. 2	89	577	16,8	0,034	-2,83	0,36*	0,13	5,06
1.Lakt.	19	511	14,9	0,012	8,82	0,14	0,02	5,02
2.Lakt.	17	611	18,9	-0,006	22,77	-0,05	0,01	5,31
3.Lakt.	32	581	17,2	0,072	-24,83	0,59*	0,35	4,27
> 3.Lakt.	21	603	16,1	0,074	-28,43	0,46*	0,21	5,40
Frülakt.	16	546	15,4	0,019	4,89	0,30	0,09	4,00
Mittellakt.	66	582	16,6	0,032	-2,27	0,32*	0,10	5,17
Spätlakt.	7	596	21,8	0,074	-22,26	0,63	0,40	4,82
HF	25	599	17,9	0,044	-8,61	0,36	0,13	5,71
SMR	64	568	16,4	0,030	-0,64	0,34*	0,12	4,86

Der Regressionskoeffizient gibt an, um wieviel Prozent sich der Körperfettgehalt pro Kilogramm Lebendmasse ändert.

Für die gesamte Tiergruppe wird ein signifikanter korrelativer Zusammenhang von $r = 0,40$ zwischen beiden Untersuchungsgrößen gefunden. Die Änderung der Lebendmasse um ein Kilogramm geht mit einer Änderung des Körperfettgehaltes um $0,04 \%$ einher.

Bei den nichtlaktierenden Kühen des Versuches 1 wird keine Signifikanz festgestellt. Die laktierenden Tiere des Versuches 2 hingegen weisen mit $r = 0,36$ eine signifikante Beziehung zwischen relativem Körperfettgehalt und Lebendmasse auf. Der Regressionskoeffizient beträgt $0,034$.

Für die Kühe mit unterschiedlicher Laktationszahl werden Korrelationskoeffizienten zwischen $r = -0,05$ und $r = 0,59$ beobachtet. Dabei existieren für die Tiere der 1. und 2. Laktation keine signifikanten Beziehungen zwischen beiden Untersuchungsgrößen. Bei den Tieren der 3. Laktation und den Tieren mit mehr als drei Laktationen werden signifikante Korrelationen von $r = 0,59$ und $r = 0,46$ festgestellt. Der Körperfettgehalt ändert sich pro Kilogramm Lebendmasse um $0,072 \%$ bzw. $0,074 \%$.

Mit zunehmender Laktationsdauer werden engere korrelative Beziehungen zwischen relativem Körperfettgehalt und Lebendmasse gefunden. Signifikanz wird nur für die Tiere im 2. Laktationsdrittel festgestellt. Die Korrelationskoeffizienten steigen von $r = 0,30$ über $r = 0,32$ auf $r = 0,63$, die Regressionskoeffizienten von $0,019$ über $0,032$ auf $0,074$.

Für die Rassen Holstein-Friesian und Schwarzbuntes Milchrind werden Korrelationen von $r = 0,36$ bzw. $r = 0,34$ ermittelt. Signifikanz wird nur für die SMR-Tiere nachgewiesen. Je Kilogramm Lebendmasse ändert sich der Körperfettgehalt um $0,044 \%$ bzw. $0,030 \%$.

3.2.7 Absoluter Körperfettgehalt und Rückenfettdicke

Die Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung zwischen absolutem Körperfettgehalt (KFG) und der Rückenfettdicke (RFD) am Meßort 1 sind in Tab. 29 zusammengefaßt.

Tab. 29: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße der Beziehung zwischen absolutem KFG und RFD

$$\text{KFG (kg)} = a + b * \text{RFD (mm)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	RFD ₁ (mm)	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	102,3	17,4	4,51	23,69	0,79*	0,62	24,55
Vers. 1	6	628	167,7	33,2	5,60	-18,05	0,94*	0,88	13,74
Vers. 2	89	577	97,8	16,4	4,63	22,10	0,73*	0,53	25,11
1.Lakt.	19	511	76,6	14,9	3,53	23,83	0,59*	0,35	23,75
2.Lakt.	17	611	115,3	15,9	5,27	31,27	0,65*	0,42	25,07
3.Lakt.	32	581	101,1	17,5	4,39	24,08	0,81*	0,66	21,11
> 3.Lakt.	21	603	98,0	16,2	5,17	14,30	0,81*	0,66	23,93
Frühlakt.	16	546	84,5	15,3	3,04	38,16	0,52*	0,27	24,64
Mittellakt.	66	582	97,5	15,8	4,91	19,85	0,72*	0,52	24,97
Spätlakt.	7	596	131,2	23,9	4,82	16,17	0,79*	0,62	28,34
HF	25	599	108,2	15,4	5,89	17,22	0,78*	0,61	25,17
SMR	64	568	93,8	16,7	4,46	19,14	0,76*	0,58	22,61

Der Körperfettgehalt ändert sich mit einem Millimeter RFD um den Wert des Regressionskoeffizienten b in Kilogramm.

Für die gesamte Tiergruppe besteht mit $r = 0,79$ eine enge Beziehung zwischen beiden Untersuchungsgrößen. Je Millimeter RFD nimmt der Körperfettgehalt um 4,51 kg zu.

Der Regressionkoeffizient des Versuches 1 beträgt 5,60, für die Korrelation wird ein Koeffizient von $r = 0,94$ ermittelt. Im Versuch 2 bauen die Tiere je Millimeter RFD 4,63 Körperfett auf bzw. ab. Der Korrelationskoeffizient beträgt $r = 0,73$.

Mit zunehmender Laktationszahl werden engere korrelative Beziehungen zwischen dem absoluten Körperfettgehalt und der RFD beobachtet. Während bei den Tieren der 1. und 2. Laktation Korrelationskoeffizienten von $r = 0,59$ und $r = 0,65$ ermittelt werden, können bei den Tieren mit drei und mehr Laktationen Korrelationen von jeweils $r = 0,81$ festgestellt werden. Der Körperfettgehalt ändert sich pro Millimeter RFD um 3,53 kg in der 1. Laktation, um 5,27 kg in der 2. Laktation, um 4,39 kg in der 3. Laktation und um 5,17 kg bei den Tieren mit mehr als drei Laktationen.

Von der Früh- über die Mittel- zur Spätlaktation werden die Zusammenhänge zwischen beiden Untersuchungsgrößen enger. Die Korrelationskoeffizienten steigen von $r = 0,52$ über $r = 0,72$ auf $r = 0,79$, die Regressionskoeffizienten betragen 3,04, 4,91 und 4,82.

Für die HF-Kühe werden zwischen dem absolutem Körperfettgehalt und der RFD eine Korrelation von $r = 0,78$ ermittelt. Mit $r = 0,76$ kann auch bei den SMR-Kühen eine ähnlich enge korrelative Beziehung zwischen beiden Untersuchungsgrößen beobachtet werden. Je Millimeter RFD ändert sich der Fettgehalt bei den HF-Tieren um 5,89 kg, bei den SMR-Tieren hingegen nur um 4,46 kg.

3.2.8 Relativer Körperfettgehalt und Rückenfettdicke

Für die Beziehung zwischen relativem Körperfettgehalt (KFG) und der Rückenfettdicke (RFD) am Meßort 1 sind die Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße in Tab. 30 zusammengefaßt.

Tab. 30: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße der Beziehung zwischen relativem KFG und RFD

$$\text{KFG (\%)} = a + b * \text{RFD (mm)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	RFD ₁ (mm)	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	17,4	17,4	0,64	6,31	0,76*	0,58	3,85
Vers. 1	6	628	26,7	33,2	0,81	-0,25	0,92*	0,85	2,46
Vers. 2	89	577	16,8	16,4	0,65	6,12	0,69*	0,48	3,93
1.Lakt.	19	511	14,9	14,9	0,42	8,72	0,40	0,16	4,64
2.Lakt.	17	611	18,9	15,9	0,73	7,25	0,56*	0,31	4,42
3.Lakt.	32	581	17,2	17,5	0,65	5,82	0,82*	0,67	3,05
>3.Lakt.	21	603	16,1	16,2	0,75	3,89	0,80*	0,64	3,62
Frühlakt.	16	546	15,4	15,3	0,40	9,21	0,48	0,23	3,68
Mittellakt.	66	582	16,6	15,8	0,68	5,76	0,66*	0,44	4,09
Spätlakt.	7	596	21,8	23,9	0,70	4,95	0,86*	0,74	3,12
HF	25	599	17,9	15,4	0,82	5,15	0,72*	0,52	4,26
SMR	64	568	16,4	16,7	0,62	5,91	0,72*	0,52	3,60

Der Regressionkoeffizient gibt an, um wieviel Prozent sich der Körperfettgehalt pro Millimeter RFD ändert.

Für die gesamte Tiergruppe besteht mit $r = 0,76$ eine enge korrelative Beziehung zwischen beiden Untersuchungsgrößen. Der Körperfettgehalt ändert sich pro Millimeter um 0,64 %.

Bei den nichtlaktierenden Tieren in Versuch 1 wird ein Korrelationskoeffizient von $r = 0,92$ ermittelt. Dabei ändert sich der Körperfettgehalt pro Millimeter RFD um 0,81 %. Für die laktierenden Tiere in Versuch 2 liegt der Korrelationskoeffizient bei $r = 0,69$. Der prozentuale Fettauf- bzw. -abbau pro Millimeter RFD beträgt 0,65 %.

Mit zunehmender Laktationszahl verbessert sich die Aussage der RFD zum Körperfettgehalt. Für die Kühe der 1. und 2. Laktation werden Korrelationskoeffizienten von $r = 0,40$ und $r = 0,56$ ermittelt. Dabei existiert nur für die Tiere der 2. Laktation eine signifikante Beziehung. Kühe mit drei und Kühe mit mehr als drei Laktationen weisen signifikante Zusammenhänge von $r = 0,82$ und $r = 0,80$ auf. Der Körperfettgehalt ändert sich pro Millimeter RFD um 0,42 % in der 1. Laktation, um 0,73 % in der 2. Laktation, um 0,65 % in der 3. Laktation und um 0,75 % bei den Tieren mit mehr als drei Laktationen.

In der Frühaktation sind keine signifikanten Beziehungen zwischen dem relativen Körperfettgehalt und der RFD feststellbar. Mit $r = 0,66$ in der Mittellaktation und $r = 0,86$ in der Spätaktation bestehen hingegen enge Beziehungen zwischen Untersuchungsgrößen. Ein Millimeter Änderung der RFD geht einher mit einer Änderung des relativen Fettgehaltes um 0,68 bzw. 0,70 %.

Für die Rinderrassen Holstein-Friesian und Schwarzbuntes Milchrind liegen die Korrelationskoeffizienten jeweils bei $r = 0,72$. Je Millimeter RFD ändert sich der relative Körperfettgehalt bei den HF-Kühen um 0,82 % und bei den SMR-Kühen um 0,62 %.

3.2.9 Vorhersage des Körperfettgehaltes mit multiplen Regressionsmodellen

Die Ergebnisse der multiplen Regressionsanalysen für die Beziehungen absoluter bzw. relativer Körperfettgehalt zu absolutem bzw. relativem Harnstoffverteilungsraum (HVR), Lebendmasse (LM) und Rückenfettdicke (RFD) sind in den Tab. 31 bis 38 dargestellt.

Tab. 31: Multiple lineare Regression der Beziehung absoluter KFG zu LM und absolutem HVR₁₂

$$\text{KFG (kg)} = a + b * \text{LM} + c * \text{HVR}_{12} \text{ (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	HVR ₁₂ (kg)	a	b	c	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	102,3	288,7	-109,44	0,45	-0,17	0,37*	32,12
Vers.1	6	628	167,7	281,0	338,04	-0,72	1,00	0,89*	16,06
Vers.2	89	577	97,8	289,3	-85,25	0,40	-0,17	0,36*	29,43
1.Lakt.	19	511	76,6	253,7	-20,55	0,22	-0,06	0,17	27,57
2.Lakt.	17	611	115,3	301,5	47,84	0,18	-0,14	0,09	32,63
3.Lakt.	32	581	101,0	290,0	-248,94	0,59	0,03	0,47*	26,21
>3.Lakt.	21	603	98,0	310,4	-137,07	0,63	-0,46	0,50*	30,03
Frühlakt.	16	546	84,5	268,7	-27,12	0,28	-0,16	0,43*	22,57
Mittellakt.	66	582	97,5	292,7	-76,62	0,40	-0,21	0,33*	29,71
Spätlakt.	7	596	131,2	304,1	-236,71	0,70	-0,15	0,64	31,19
HF	25	599	108,2	287,5	-137,15	0,44	-0,06	0,29*	34,77
SMR	64	568	93,8	290,0	-67,43	0,40	-0,23	0,38*	27,61

Tab. 32: Multiple lineare Regressionen der Beziehung relativer KFG zu LM und relativem HVR₁₂

$$\text{KFG (\%)} = a + b * \text{LM} + c * \text{HVR}_{12} (\%)$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	HVR ₁₂ (%)	a	b	c	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	17,4	50,1	7,41	0,03	-0,18	0,21*	5,31
Vers.1	6	628	26,7	44,5	33,14	-0,08	0,98	0,87*	2,58
Vers.2	89	577	16,8	50,4	10,84	0,03	-0,18	0,19*	4,92
1.Lakt.	19	511	14,9	50,2	16,52	0,01	-0,11	0,03	5,14
2.Lakt.	17	611	18,9	49,5	33,17	-0,01	-0,14	0,05	5,38
3.Lakt.	32	581	17,2	50,3	-25,0	-0,07	0,001	0,35*	4,34
>3.Lakt.	21	603	16,1	51,7	18,25	0,03	-0,44	0,41*	4,82
Frühlakt.	16	546	15,4	50,1	24,45	0,003	-0,21	0,18	3,95
Mittellakt.	66	582	16,6	50,4	12,77	0,02	-0,21	0,18*	4,98
Spätlakt.	7	596	21,8	51,3	-9,14	0,06	-0,14	0,43	5,23
HF	25	599	17,9	48,5	-2,26	0,04	-0,08	0,14	5,80
SMR	64	568	16,4	51,2	15,64	0,02	-0,23	0,20*	4,65

Für die Beziehungen absoluter bzw. relativer Körperfettgehalt zu Lebendmasse und absolutem bzw. relativem Harnstoffverteilungsraum werden für die Gesamtzahl aller untersuchten Tiere signifikante Bestimmtheitsmaße von $r^2 = 0,37$ und $r^2 = 0,21$ ermittelt (Tab. 31 und 32).

Tab. 33: Multiple lineare Regression der Beziehung absoluter KFG zu RFD und absolutem HVR₁₂

$$\text{KFG (kg)} = a + b * \text{RFD} * \text{HVR}_{12} \text{ (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	RFD ₁ (mm)	HVR ₁₂ (kg)	a	b	c	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	102,3	17,4	288,7	21,80	4,56	0,004	0,63*	24,56
Vers.1	6	628	167,7	33,2	281,8	-24,28	4,88	0,11	0,90*	15,10
Vers.2	89	577	97,8	16,4	289,3	23,76	4,72	-0,01	0,53*	25,09
1.Lakt.	19	511	76,6	14,9	253,7	33,63	3,60	-0,04	0,35*	24,44
2.Lakt.	17	611	115,3	15,9	301,5	61,32	5,25	-0,10	0,44*	25,43
3.Lakt.	32	581	101,0	17,5	290,0	63,13	4,64	-0,15	0,70*	20,19
>3.Lakt.	21	603	98,0	16,2	310,4	59,28	4,90	-0,13	0,67*	24,18
Frühlakt.	16	546	84,5	15,3	268,7	40,33	3,02	-0,007	0,27	25,57
Mittellakt.	66	582	97,5	15,8	292,7	33,48	4,19	-0,05	0,52*	25,08
Spätlakt.	7	596	131,2	23,9	304,1	6,20	5,27	0,008	0,70	28,59
HF	25	599	108,2	15,4	287,5	-2,00	5,92	0,07	0,62*	25,52
SMR	64	568	93,8	16,7	290,0	28,03	4,58	-0,04	0,58*	22,61

Tab. 34: Multiple lineare Regression der Beziehung relativer KFG zu RFD und relativem HVR₁₂

$$\text{KFG (\%)} = a + b * \text{RFD} + c * \text{HVR}_{12} (\%)$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	RFD ₁ (mm)	HVR ₁₂ (%)	a	b	c	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	17,4	17,4	50,1	12,25	0,61	-0,11	0,60*	3,78
Vers.1	6	628	26,7	33,2	44,5	3,62	1,10	-0,30	0,86*	2,64
Vers.2	89	577	16,8	16,4	50,4	12,98	0,62	-0,13	0,51*	3,84
1.Lakt.	19	511	14,9	14,9	50,2	8,56	0,42	0,003	0,16	4,78
2.Lakt.	17	611	18,9	15,9	49,5	10,83	0,71	-0,07	0,32	4,54
3.Lakt.	32	581	17,2	17,5	50,3	12,97	0,64	-0,14	0,72*	2,82
>3.Lakt.	21	603	16,1	16,2	51,7	17,30	0,63	-0,22	0,69*	3,48
Frühlakt.	16	546	15,4	15,3	50,1	17,58	0,31	-0,14	0,28	3,69
Mittelakt.	66	582	16,6	15,8	50,4	13,70	0,63	-0,14	0,47*	4,00
Spätlakt.	7	596	21,8	23,9	51,3	11,55	0,71	-0,12	0,84*	2,78
HF	25	599	17,9	15,4	48,5	4,98	0,83	0,003	0,52*	4,36
SMR	64	568	16,4	16,7	51,2	14,06	0,59	-0,15	0,55*	3,48

Für die Beziehungen absoluter bzw. relativer Körperfettgehalt zu Rückenfettdicke und absolutem bzw. relativem Harnstoffverteilungsraum sind für die Gesamtzahl aller untersuchten Tiere signifikante Bestimmtheitsmaße von $r^2 = 0,63$ und $r^2 = 0,60$ vorhanden (Tab. 33 und 34).

Tab. 35: Multiple lineare Regression der Beziehung absoluter KFG zu RFD und LM

$$\text{KFG (kg)} = a + b * \text{RFD} + c * \text{LM}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	RFD ₁ (mm)	a	b	c	r ²	S _{y.x}
gesamt	95	580	102,3	17,4	-74,97	3,83	0,19	0,69*	22,50
Vers.1	6	628	167,7	33,2	-62,55	5,46	0,08	0,90*	15,26
Vers.2	89	577	97,8	16,4	-78,1	3,86	0,20	0,61*	22,94
1.Lakt.	19	511	76,6	14,9	34,23	3,77	-0,03	0,35*	24,46
2.Lakt.	17	611	115,3	15,9	40,6	5,34	-0,02	0,42*	25,94
3.Lakt.	32	581	101,0	17,5	-152,53	3,49	0,33	0,79*	16,81
>3.Lakt.	21	603	98,0	16,2	-145,41	4,39	0,29	0,72*	22,48
Frühlakt.	16	546	84,5	15,3	-71,24	2,07	0,23	0,51*	20,95
Mittellakt.	66	582	97,5	15,8	-58,59	4,16	0,16	0,56*	24,00
Spätlakt.	7	596	131,2	23,9	-239,38	3,92	0,47	0,94*	12,95
HF	25	599	108,2	15,4	-48,53	5,26	0,13	0,63*	25,15
SMR	64	568	93,8	16,7	-60,68	3,84	0,16	0,64*	21,07

Tab. 36: Multiple lineare Regression der Beziehung relativer KFG zu RFD und LM

$$\text{KFG (\%)} = a + b * \text{RFD} + c * \text{LM}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	RFD ₁ (mm)	a	b	c	r ²	s _{y,x}
gesamt	95	580	17,4	17,4	3,21	0,62	0,006	0,58*	3,85
Vers.1	6	628	26,7	33,2	13,66	0,86	-0,02	0,88*	2,49
Vers.2	89	577	16,8	16,4	2,43	0,63	0,007	0,48*	3,92
1.Lakt.	19	511	14,9	14,9	20,30	0,68	-0,03	0,22	4,62
2.Lakt.	17	611	18,9	15,9	25,53	0,86	-0,03	0,38*	4,33
3.Lakt.	32	581	17,2	17,5	-10,81	0,57	0,03	0,72*	2,83
>3.Lakt.	21	603	16,1	16,2	-6,41	0,70	0,02	0,66*	3,67
Frühlakt.	16	546	15,4	15,3	4,26	0,36	0,01	0,25	3,76
Mittellakt.	66	582	16,6	15,8	4,78	0,68	0,002	0,44*	4,12
Spätlakt.	7	596	21,8	23,9	15,96	0,65	0,04	0,90*	2,25
HF	25	599	17,9	15,4	7,17	0,84	-0,004	0,52*	4,36
SMR	64	568	16,4	16,7	5,19	0,63	0,001	0,52*	3,62

Die Beziehungen absoluter bzw. relativer Körperfettgehalt zu Rückenfettdicke und Lebendmasse weisen für alle untersuchten Tiere signifikante Bestimmtheitsmaße von $r^2 = 0,69$ und $r^2 = 0,58$ auf (Tab. 35, und 36).

Tab. 37: Multiple lineare Regression für die Beziehung absoluter KFG zu RFD, LM und absolutem HVR₁₂

$$\text{KFG (kg)} = a + b * \text{RFD} + c * \text{LM} + d * \text{HVR}_{12} \text{ (kg)}$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (kg)	RFD ₁ (mm)	HVR ₁₂ (kg)	a	b	c	d	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	102,3	17,4	288,7	-63,95	3,75	0,22	-0,09	0,70*	22,33
Vers.1	6	628	167,7	33,2	281,0	77,81	3,59	-0,20	0,35	0,90	18,29
Vers.2	89	577	97,8	16,4	289,3	-63,64	3,74	0,23	-0,11	0,62*	22,64
1.Lakt.	19	511	76,6	14,9	253,7	38,92	3,75	-0,02	-0,04	0,35	25,23
2.Lakt.	17	611	115,3	15,9	301,5	57,98	5,22	0,01	-0,10	0,44*	26,39
3.Lakt.	32	581	101,0	17,5	290,0	-120,55	3,61	0,31	-0,08	0,80*	16,82
>3.Lakt.	21	603	98,0	16,2	310,4	-98,95	3,89	0,32	-0,19	0,74*	22,14
Frühlakt.	16	546	84,5	15,3	268,7	-51,41	1,89	0,23	-0,08	0,52*	21,64
Mittellakt.	66	582	97,5	15,8	292,7	-44,38	3,95	0,20	-0,14	0,59*	23,54
Spätlakt.	7	596	131,2	23,9	304,1	-224,88	3,84	0,48	-0,06	0,94*	14,52
HF	25	599	108,2	15,4	287,5	-53,68	5,33	0,11	0,04	0,63*	25,67
SMR	64	568	93,8	16,7	290,0	-43,99	3,64	0,21	-0,15	0,67*	20,43

Tab. 38: Multiple lineare Regression der Beziehung relativer KFG zu RFD, LM und relativem HVR₁₂

$$\text{KFG (\%)} = a + b * \text{RFD} + c * \text{LM} + d * \text{HVR}_{12} (\%)$$

Tier- gruppe	n	LM (kg)	KFG (%)	RFD ₁ (mm)	HVR ₁₂ (%)	a	b	c	d	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	580	17,4	17,4	50,1	10,77	0,60	0,002	0,11	0,60*	3,80
Vers.1	6	628	26,7	33,2	44,5	21,08	0,53	-0,05	0,38	0,88	2,98
Vers.2	89	577	16,8	16,4	50,4	11,24	0,61	0,03	-0,12	0,51*	3,86
1.Lakt.	19	511	14,9	14,9	50,2	23,29	0,67	-0,03	-0,04	0,22	4,77
2.Lakt.	17	611	18,9	15,9	49,5	33,49	0,84	-0,04	-0,10	0,41	4,40
3.Lakt.	32	581	17,2	17,5	50,3	0,24	0,59	0,02	-0,09	0,74*	2,81
>3.Lakt.	21	603	16,1	16,2	51,7	12,63	0,61	0,007	-0,21	0,69*	3,57
Frühlakt.	16	546	15,4	15,3	50,1	16,40	0,31	0,001	-0,13	0,28	3,84
Mittellakt.	66	582	16,6	15,8	50,4	14,51	0,64	-0,001	-0,14	0,47*	4,03
Spätlakt.	7	598	21,8	23,9	51,3	-10,23	0,64	0,03	-0,06	0,90	2,51
HF	25	599	17,9	15,4	48,5	7,28	0,84	-0,004	-0,001	0,52*	4,46
SMR	64	568	16,4	16,7	51,2	15,63	0,60	-0,003	-0,15	0,55*	3,51

Für die Beziehungen absoluter bzw. relativer Körperfettgehalt zu Rückenfettdicke, Lebenmasse und absolutem und relativem Harnstoffverteilungsraum werden für die Gesamtanzahl signifikante Bestimmtheitsmaße von $r^2 = 0,70$ und $r^2 = 0,60$ ermittelt (Tab. 37 u. 38).

3.2.10 Kalkulation des Körperfettgehaltes über den extrapolierten Harnstoffverteilungsraum

Die kalkulierten absoluten Fettgehalte unter Verwendung des HVR_{EP} sind in Tab. 39 dargestellt. Als Bezugsgröße dient der mit der Antipyrin-Methode berechnete Fettgehalt.

Tab. 39: Vergleich zwischen den mit der Harnstoff-Methode (HVR_{EP}) und der Antipyrin-Methode (GKW) kalkulierten Fettgehalte (KFG/Hst_{EP} und KFG/Ap)

$$KFG/Ap \text{ (kg)} = a + b * KFG/Hst_{EP} \text{ (kg)}$$

Tier- gruppe	n	KFG/ Hst _{EP} (kg)	KFG/ Ap (kg)	Δ (kg)	Δ (%)	b	a	r	r ²	S _{y.x}
gesamt	95	100,2	102,3	-2,1	-2,1	0,71	30,89	0,76*	0,58	25,9
Vers. 1	6	164,6	167,7	-3,1	-1,8	0,82	32,85	0,71	0,51	29,2
Vers. 2	89	95,8	97,8	-2,0	-2,0	0,65	35,41	0,72*	0,52	28,0
1. Lakt.	19	85,5	76,6	11,1	14,5	0,73	13,96	0,84*	0,70	16,0
2. Lakt.	17	108,5	115,3	-6,8	-5,9	0,54	57,27	0,69*	0,48	23,8
3. Lakt.	32	97,0	101,0	-4,0	-4,0	0,52	50,25	0,62*	0,38	28,3
>3.Lakt.	21	93,3	98,0	-4,7	-4,8	0,75	27,82	0,80*	0,63	25,0
Frühlakt.	16	90,9	84,5	6,4	7,6	0,67	23,75	0,85*	0,72	15,2
Mittellakt.	66	93,8	97,5	-3,7	-3,8	0,61	40,42	0,68*	0,46	26,4
Spätlakt.	7	126,7	131,1	-4,5	-3,4	0,69	43,28	0,73	0,53	31,9
HF	25	112,7	108,2	4,5	4,2	0,74	25,27	0,80*	0,65	24,0
SMR	64	89,2	93,8	-4,6	-4,9	0,61	39,13	0,66*	0,43	26,2

$$\Delta = KFG/Hst_{EP} - KFG/Ap$$

Für die Gesamtzahl der untersuchten Tiere besteht gute Übereinstimmung zwischen dem Körperfettgehalt/Harnstoff_{EP} (KFG/Hst_{EP}) und dem Körperfettgehalt/Antipyrin (KFG/Ap). Die durchschnittliche absolute Abweichung beträgt -2,1 kg. Die korrelative Beziehung zwischen beiden Untersuchungsgrößen ist mit $r = 0,76$ signifikant.

Beim überwiegenden Teil der einzelnen Tiergruppen wird der über den HVR_{EP} ermittelte Fettgehalt nur geringfügig unterschätzt. Bei den Tieren der 1. Laktation, den frühlaktierenden Tieren sowie den Tieren der Rasse Holstein-Friesian wird eine Überschätzung beobachtet. Die durchschnittliche absolute Unter- bzw. Überschätzung für alle Tiergruppen liegt zwischen -6,8 und 11,0 kg. Zwischen beiden Parametern werden Korrelationen im Bereich $r = 0,66$ und $r = 0,85$ beobachtet. Mit Ausnahme des Versuches 1 und der spätlaktierenden Tieren sind die Beziehungen signifikant.

3.2.11 Abhängigkeit der Rückenfettdicke vom Meßort

In Tab. 40 sind die durchschnittlichen RFD-Werte der Tiere aus Versuch 1 und Versuch 2 an verschiedenen Meßorten dargestellt. Von Meßpunkt 2 zum Meßpunkt 1 ist eine kontinuierliche Zunahme der RFD zu beobachten. Alle untersuchten Tiere wiesen am Meßpunkt 1 den höchsten RFD-Wert auf. Weiter kaudal (Meßpunkt 5) zeigt die RFD wieder abnehmende Tendenz. Mit Ausnahme des Meßpunktes 5 bei den spätlaktierenden Kühen bestehen zwischen dem Meßpunkt 1 und den übrigen Meßpunkten in allen Tiergruppen signifikante Unterschiede. Die zwischen Meßpunkt 1 und den übrigen Meßpunkten ermittelten Korrelationskoeffizienten sind signifikant (Tab. 41).

Tab. 40: Paarweiser Vergleich der Mittelwerte für die RFD mittels t-Test zwischen den Meßpunkten 2, 3, 4, 5 und dem Meßpunkt 1

Tier- gruppe	n	LM (kg)	RFD ₁ (mm)	RFD ₂ (mm)	RFD ₃ (mm)	RFD ₄ (mm)	RFD ₅ (mm)
gesamt	95	580	17,4	10,6*	13,5*	16,2*	16,9*
Vers. 1	6	628	33,2	22,5*	29,2*	32,2*	31,3*
Vers. 2	89	577	16,4	9,8*	12,5*	15,2*	15,9*
1.Lakt.	19	511	14,9	9,2*	11,6*	13,9*	14,6*
2.Lakt.	17	611	15,9	10,0*	12,5*	14,8*	15,3*
3.Lakt.	32	581	17,5	10,0*	13,1*	16,2*	17,0*
>3.Lakt.	21	603	16,2	10,0*	12,3*	15,0*	15,8*
Frühlakt.	16	546	15,3	9,4*	11,8*	14,1*	14,9*
Mittellakt.	66	582	15,8	9,6*	12,2*	14,7*	15,3*
Spätlakt.	7	596	23,9	13,0*	16,7*	21,6*	23,0
HF	25	599	15,4	9,6*	12,2*	14,4*	14,8*
SMR	64	568	16,7	9,9*	12,7*	15,4*	16,3*

Tab. 41: Korrelations- und Regressionskoeffizienten für die Beziehung der RFD-Meßpunkte 2, 3, 4 und 5 zum Meßpunkt 1

$$\text{RFD}_{2,3,4,5} = a + b * \text{RFD}_1$$

Tier- gruppe	n		RFD ₂	RFD ₃	RFD ₄	RFD ₅
gesamt	95	b	0,56	0,80	0,97	0,97
		a	0,80	-0,34	-0,60	0,22
		r	0,91*	0,94*	0,99*	0,99*
Vers. 1	6	b	0,56	1,01	0,99	1,05
		a	4,05	-4,17	-0,66	-3,49
		r	0,87*	0,97*	0,99*	0,99*
Vers. 2	89	b	0,46	0,69	0,95	0,99
		a	2,36	1,39	-0,27	-0,17
		r	0,86*	0,91*	0,99*	0,99*
1.Lakt.	19	b	0,45	0,74	0,92	0,96
		a	2,36	0,61	0,09	0,61
		r	0,88*	0,93*	0,99*	0,99*
2.Lakt.	17	b	0,63	0,80	0,98	0,92
		a	-0,07	-0,21	-0,85	0,68
		r	0,91*	0,94*	0,99*	0,97*
3.Lakt.	32	b	0,38	0,59	0,96	1,04
		a	3,39	2,77	-0,52	-1,00
		r	0,79*	0,90*	0,99*	0,99*
>3.Lakt.	21	b	0,54	0,78	0,94	0,97
		a	1,19	0,06	0,03	0,34
		r	0,95*	0,92*	0,99*	0,99*

Fortsetzung Tab. 41

Tier-	n		RFD ₂	RFD ₃	RFD ₄	RFD ₅
Frühlakt.	16	b	0,48	0,66	0,96	1,02
		a	2,10	1,82	-0,49	-0,34
		r	0,87*	0,92*	0,99*	0,99*
Mittellakt.	66	b	0,43	0,70	0,95	0,98
		a	2,81	1,28	-0,22	-0,01
		r	0,82*	0,89*	0,99*	0,99*
Spätlakt.	7	b	0,63	0,76	0,98	0,97
		a	-1,58	-1,09	-1,24	0,94
		r	0,93*	0,93*	0,99*	0,98*
HF	25	b	0,47	0,68	0,98	0,95
		a	2,36	1,67	-0,72	0,09
		r	0,86*	0,93*	0,99*	0,99*
SMR	64	b	0,46	0,69	0,94	1,00
		a	2,31	1,25	-0,14	-0,15
		r	0,86*	0,90*	0,99*	0,99*

3.2.12 Visuelle Konditionsbeurteilung

Die Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für den Zusammenhang zwischen geschätzter RFD (RFD_S) und gemessener RFD am Meßpunkt 1 (RFD₁) sind in Tab. 42 dargestellt.

Zwischen geschätzter und gemessener RFD werden für die Gesamtzahl aller untersuchten Tiere sowie für die einzelnen Tiergruppen durchweg signifikante Beziehungen ermittelt. Für die gesamte Tiergruppe wird eine signifikante Korrelation von $r = 0,92$ gefunden.

Tab. 42: Regressions- und Korrelationskoeffizienten bzw. Bestimmtheitsmaße für die Beziehung RFD_S und RFD am Meßpunkt 1

$$RFD_1 = a + b * RFD_S$$

Tier- gruppe	n	b	a	r	r ²	S _{y,x}
gesamt	95	1,19	-3,27	0,92*	0,85	2,68
Vers. 1	6	1,66	-14,77	0,88*	0,77	3,36
Vers. 2	89	1,09	-1,80	0,90*	0,81	2,54
1.Lakt.	19	1,15	-3,22	0,92*	0,85	1,91
2.Lakt.	17	0,75	3,07	0,81*	0,67	2,38
3.Lakt.	32	1,18	-2,01	0,91*	0,83	2,83
>3.Lakt.	21	1,10	-1,80	0,94*	0,88	2,25
Frühlakt.	16	1,25	-4,13	0,93*	0,87	1,87
Mittellakt.	66	1,04	-1,16	0,88*	0,77	2,51
Spätlakt.	7	0,97	2,53	0,86*	0,74	3,92
HF	25	0,97	-0,44	0,86*	0,74	2,70
SMR	64	1,13	-2,22	0,91*	0,83	2,46

Mit Ausnahme der 2. Laktation ($r = 0,81$) werden bei den Tieren der 1., 3. sowie den Tieren mit mehr als drei Laktationen Korrelationskoeffizienten zwischen $r = 0,91$ und $r = 0,94$ beobachtet.

In Abhängigkeit vom Laktationsstadium weisen die Tiere Korrelationen von $r = 0,86$ bis $r = 0,93$ auf.

Tiere der Rasse HF zeigen zwischen geschätzter und gemessener RFD eine Korrelation von $r = 0,86$, Tiere der Rasse SMR hingegen von $r = 0,91$.

Aussagen zur Genauigkeit der geschätzten RFD werden in den Tab. 43 und 44 gegeben. Aus Tab. 43 wird deutlich, daß lediglich am ersten Untersuchungstag zwischen der geschätzten und gemessenen RFD ein signifikanter Unterschied besteht. Ab dem zweiten Untersuchungstag liegt die mittlere Abweichung je Tag unter 2 mm, überwiegend sogar unter 1 mm. Der Schätzfehler bezogen auf den gemessenen RFD-Mittelwert beträgt am ersten Untersuchungstag 22,4 %. Ab dem zweiten Untersuchungstag liegt er zum überwiegenden Teil unter 10 %.

Die berechneten mittleren Abweichungen des Schätz- vom Meßwert auf der Grundlage der Absolutwerte sind in Tab. 44 dargestellt. Dabei werden an allen Untersuchungstagen signifikante Unterschiede zwischen der geschätzten und gemessenen RFD festgestellt. Die mittlere Abweichung an allen Untersuchungstagen liegt zwischen 1 und 3 mm.

In Abhängigkeit fünf verschiedener Konditionszustände (RFD-Klassen) werden die Mittelwerte der RFD-Schätzwerte den RFD-Meßwerten gegenübergestellt (Tab. 45). Dabei unterscheiden sich die Schätz- von den Meßwerten der RFD-Klassen 1, 2 und 5 signifikant. In den Klassen 3 und 4 hingegen konnten am vorliegenden Tiermaterial keine signifikanten Unterschiede beobachtet werden. Im RFD-Meßbereich ≤ 10 mm liegen die Schätzergebnisse über den Meßergebnissen. In den RFD-Meßbereichen > 10 bis $\Leftrightarrow 15$ mm und > 15 bis $\Leftrightarrow 19$ mm läßt sich eine Angleichung beider Parameter erkennen. Vom Meßbereich > 19 bis $\Leftrightarrow 24$ mm kehrt sich das Verhältnis Schätzwert zu Meßwert um, so daß die Schätzwerte hier unterhalb der Meßwerte liegen. Im Meßbereich > 24 mm wird dieser Unterschied noch deutlicher.

Tab. 43: Mittlere Differenz (\bar{x}) zwischen geschätzten und gemessenen RFD-Werten in Abhängigkeit vom Meßtag ($RFD_S - RFD_1$)

Meßtag	n	RFD ₁ (mm)	\bar{x}	s	$\frac{\bar{x}}{RFD_1} * 100$ (%)
1	5	13,4	3,0*	1,41	22,4
2	8	19,3	-0,4	3,34	2,1
3	6	15,2	0,5	1,64	3,2
4	5	12,0	1,4	1,82	11,7
5	6	13,5	0,5	2,26	3,7
6	4	16,0	0,5	2,38	3,1
7	6	15,3	-0,2	2,14	1,3
8	6	13,3	1,0	2,19	7,5
9	5	19,0	-1,6	3,21	8,4
10	6	19,0	-0,3	2,42	1,6
11	4	14,5	-1,3	2,36	9,0
12	5	22,0	-0,2	3,56	0,9
13	5	16,8	-0,4	2,07	2,4
14	6	16,3	1,7	3,01	10,4
15	6	19,2	0,3	1,37	1,6
16	6	14,8	0,8	2,79	5,4

\bar{x} - Mittelwert s - Standardabweichung

Die mittleren Differenzen zwischen RFD-Schätzwerten und RFD-Meßwerten sind in Tab. 46 dargestellt. Im Meßbereich ≤ 10 mm beträgt die mittlere Differenz 2,1 mm. In den Meßbereichen > 10 bis $\Leftrightarrow 15$ mm und >15 bis $\Leftrightarrow 19$ mm werden mit 0,8 mm und 0,7 mm

zunehmend geringere Differenzen beobachtet. Im Meßbereich > 19 bis $\Leftrightarrow 24$ mm liegen die Schätzwerte mit $-1,1$ mm bereits unter den Meßwerten. Auch im Meßbereich > 24 mm setzt sich diese Tendenz fort, wobei eine mittlere Differenz von $-3,5$ mm gefunden wird.

Tab. 44: Absolute mittlere Differenz (\bar{x}) zwischen geschätzten und gemessenen RFD-Werten in Abhängigkeit vom Meßtag ($| \text{RFD}_S - \text{RFD}_1 |$)

Meßtag	n	RFD ₁ (mm)	\bar{x}	s	$\frac{\bar{x}}{\text{RFD}_1} * 100 (\%)$
1	5	13,4	3,0*	1,41	22,4
2	8	19,3	2,9*	1,36	14,9
3	6	15,2	1,5*	0,55	9,9
4	5	12,0	1,8*	1,30	15,0
5	6	13,5	1,8*	1,17	13,3
6	4	16,0	2,0*	0,82	12,5
7	6	15,3	1,5*	1,38	9,8
8	6	13,3	2,0*	1,10	15,0
9	5	19,0	2,8*	1,92	14,7
10	6	19,0	2,0*	1,10	10,5
11	4	14,5	2,3*	0,96	15,9
12	5	22,0	3,0*	1,22	13,6
13	5	16,6	1,6*	1,14	9,5
14	6	16,3	3,0*	1,26	18,4
15	6	19,2	1,0*	0,89	5,2
16	6	14,8	2,2*	1,72	14,9

\bar{x} - Mittelwert s - Standardabweichung

Tab. 45: Paarweiser Vergleich der Mittelwerte für die RFD mittels t-Test zwischen Schätzwerten (S) und Meßwerten (M) in Abhängigkeit von der Kondition (RFD-Klassen)

RFD-Klasse (in mm)	n	S	M	p
1 (≤ 10)	12	10,9	8,8	0,01
2 (>10 bis $\Leftrightarrow 15$)	34	14,1	13,2	0,04
3 (>15 bis $\Leftrightarrow 19$)	23	18,5	17,7	0,24
4 (>19 bis $\Leftrightarrow 24$)	11	20,3	21,4	0,24
5 (>24)	15	26,6	30,1	0,03

Tab. 46: Mittlere Differenzen zwischen den RFD-Schätzwerten (S) und RFD-Meßwerten (M) in Abhängigkeit von der Kondition (RFD-Klassen)

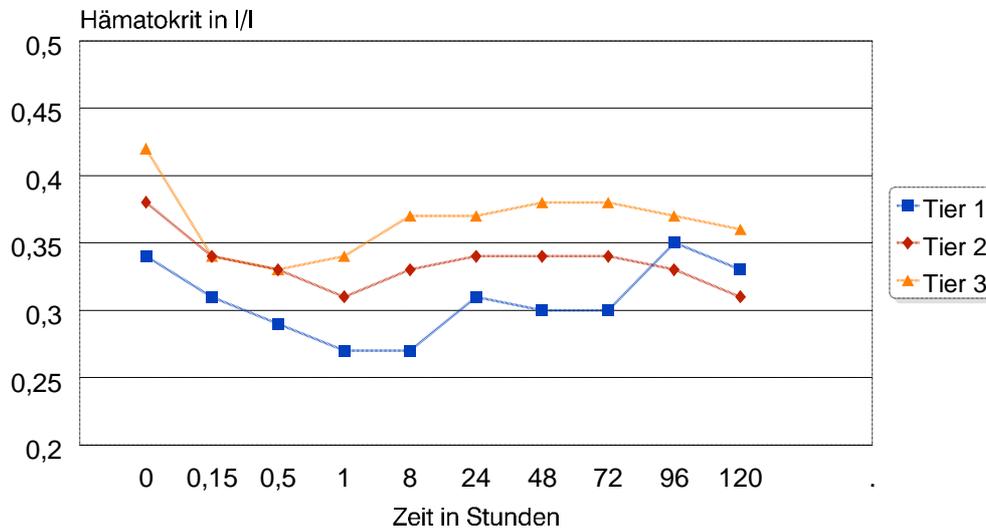
RFD-Klasse (in mm)	n	S-M x	s	Min.	Max.	p
1 (≤ 10)	12	2,1	1,16	-1	4	0,01
2 (>10 bis $\Leftrightarrow 15$)	34	0,8	1,96	-3	5	0,02
3 (>15 bis $\Leftrightarrow 19$)	23	0,7	2,45	-3	5	0,16
4 (>19 bis $\Leftrightarrow 24$)	11	-1,1	2,47	-4	4	0,17
5 (> 24)	15	-3,5	2,90	-10	1	0,01

x - Mittelwert s - Standardabweichung

3.3. Diskussion

3.3.1 Untersuchungen zur Harnstoff-Methode

Die Veränderungen im roten Blutbild nach Infusion einer 20 %igen Harnstoff-Lösung (130 mg/kg) sind in den Abb. 5a, 5b und 5c dargestellt. Bei allen drei Tieren ist nach der Infusion eine markante Abnahme von Hämatokrit, Erythrozytenzahl und Hämoglobingehalt um durchschnittlich 20 % zu verzeichnen. Die Tiefstwerte werden nach 30 bis 60 Minuten erreicht. Mit Ausnahme des Hämatokrit bei Tier 1 vollziehen sich die Veränderungen im physiologischen Bereich. Zu erwähnen ist, daß die Plasmaproben aller drei Probanden bis 8 Stunden post infusionem eine leichte Hämolyse zeigten. Auch im Probenmaterial der Tiere des Versuches 2 wurden hämolytische Veränderungen festgestellt. Weiterhin zeigte ein Großteil der untersuchten Tiere eine individuell unterschiedlich ausgeprägte Hämoglobinurie.



5a: Änderung des Hämatokrit nach Harnstoffinfusion

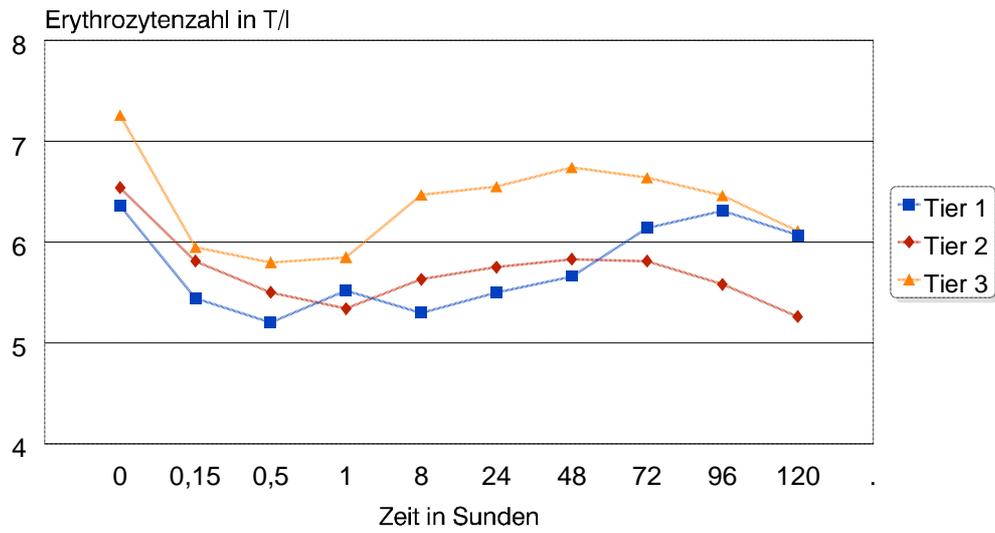


Abb. 5b: Änderung der Erythrozytenzahl nach Harnstoffinfusion

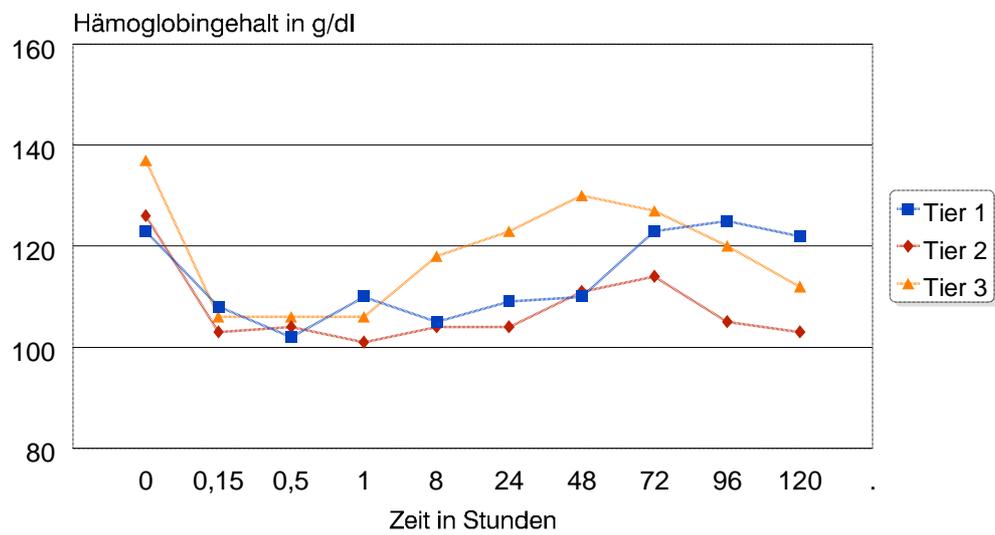


Abb. 5c: Änderung des Hämoglobingehaltes nach Harnstoffinfusion

Die Abnahme der Parameter des roten Blutbildes sind durch zwei Phänomene zu erklären. Zum einem führt der unmittelbare Kontakt der Erythrozyten mit der stark hypertonen Harnstoff-Lösung zu einer osmotischen Hämolyse (KOLB 1989). Dabei kommt es infolge des Wasserentzugs zu einer Schädigung der Erythrozytenmembran mit nachfolgendem Austritt von Hämoglobin aus den Erythrozyten (Hämoglobinurie). Schon DONOVAN u. BRENNER (1930) beobachten nach intravenöser Verabreichung von Harnstoff beim Menschen eine Hämolyse im Probenmaterial. Ähnliche Erscheinungen stellt PRESTON (unpubliziert, in BARTLE u. Mitarb. 1988) bei Untersuchungen am Wiederkäuer fest. Der Autor konstatiert, daß Harnstoff-Lösungen, die eine Konzentration von 22 % überschreiten, ungeeignet sind. Dementgegen steht die Verwendung deutlich höher konzentrierter Lösungen. Weder bei der Verabreichung einer 40 %igen Lösung an Kühe (DOREAU u. Mitarb. 1988) noch beim Einsatz einer 50 %igen Lösung an Schafen und Bullen (MEISSNER 1976, MEISSNER u. Mitarb. 1980) berichten die Autoren über Anzeichen einer Hämolyse. Ein weiterer Vorgang, der Einfluß auf das rote Blutbild ausübt, ist ebenfalls durch die ausgeprägte Hypertonie der Harnstoff-Lösung zu erklären. Infolge des Einstroms der hypertonen Lösung in das Gefäßsystem kommt es zu einer Erhöhung der Blutosmolalität. Die Folge ist ein Wassereinstrom in das Gefäßsystem, wodurch einerseits die physiologischen osmotischen Verhältnisse wieder hergestellt werden, andererseits jedoch das rote Blutbild mit einer Abnahme seiner Parameter Hämatokrit, Erythrozytenzahl und Hämoglobingehalt reagiert (ROSS u. Mitarb. 1992).

3.3.2 Der Harnstoffverteilungsraum

Der Harnstoffverteilungsraum (HVR) ist eine fiktive Größe und beschreibt das Raumvolumen, in dem sich die Gesamtmenge des im Körper befindlichen Harnstoffs bei Annahme einer einheitlichen Konzentration verteilt (SAN PIETRO u. RITTENBERG 1953, BICKHARDT 1992).

Die Resultate in Tab. 18 lassen erkennen, daß der prozentuale HVR im Zeitraum 9 bis 15 Minuten nach der Harnstoffinfusion stetig an Größe zunimmt (Abb. 6). Diese Tendenz

wird gleichermaßen bei nichtlaktierenden und laktierenden Kühen sowie unabhängig von der Laktationszahl, dem Laktationsstadium und der Rasse beobachtet. Bestätigung finden diese Ergebnisse bei KOCK u. PRESTON (1979). In ihren Untersuchungen an 115 Ochsen weisen sie im Zeitraum 6 bis 18 Minuten nach der Harnstoffinfusion (130 mg/kg) eine kontinuierliche Zunahme des HVR von 45,9 % auf 58,2 % nach. Der Anstieg des HVR ist auf die Elimination des Harnstoffs über die Nieren sowie die zunehmende Anreicherung in der Pansenflüssigkeit zurückzuführen (KOCK u. PRESTON 1979). Eine nicht vollends abgeschlossene Gleichverteilung des Harnstoffs im Leerkörperwasser kann dieses Verhalten ebenfalls beeinflussen. Deutliche Variationen in der Gleichverteilungszeit beim Rind zwischen 9 und 60 Minuten sind ein Beleg dafür (PRESTON u. KOCK 1973, GAD u. PRESTON 1990, GEERKEN u. HERRERA 1990, AGABRIEL u. Mitarb. 1990).

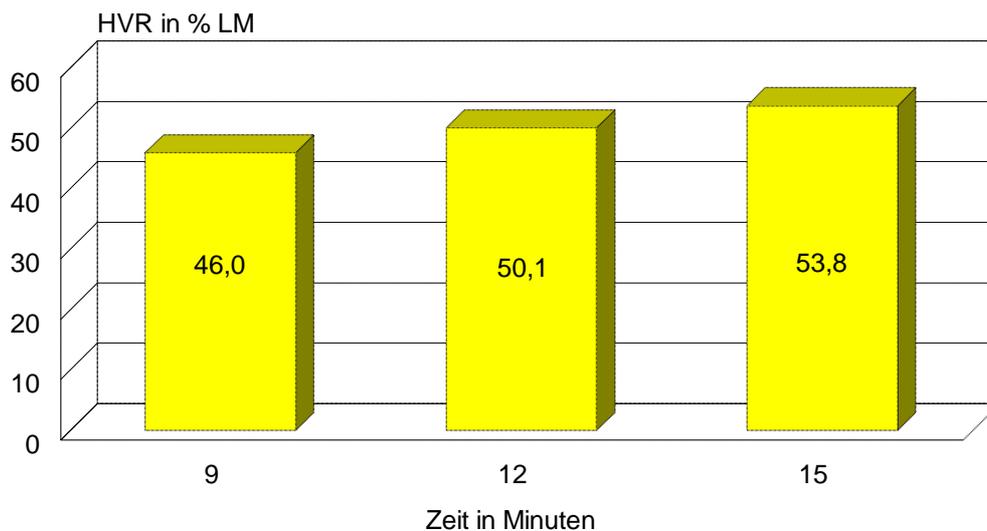


Abb. 6: Harnstoffverteilungsräume 9, 12 und 15 Minuten post infusionem (n=95)

Für die gesamte Tiergruppe nimmt der prozentuale HVR im Zeitraum 9 bis 15 Minuten um durchschnittlich 7,8 % zu. Das entspricht einer Zunahme um 1,3 % pro Minute. Unter Zugrundelegung der gleichen Infusionsdosis (130 mg/kg) ermitteln KOCK u. PRESTON

(1979) im gleichen Zeitraum an Ochsen eine durchschnittliche Zunahme um 0,9 % pro Minute. Zu beachten ist, daß die Zunahme des HVR im Rassevergleich ein unterschiedliches Verhalten zeigt. Trotz annähernd gleicher Werte für den HVR₉ steigt bei den Holstein-Friesian-Kühen der HVR im Zeitraum 9 bis 15 Minuten nach Harnstoffinfusion um durchschnittlich 5,3 %, bei den SMR-Kühen wird hingegen eine Zunahme von durchschnittlich 8,9 % beobachtet. Das entspricht einer Zunahme um 0,9 % pro Minute für die Rasse Holstein-Friesian und 1,5 % pro Minute für die Rasse Schwarzbuntes Milchhind. Rassebedingte Unterschiede in der Körperzusammensetzung und somit auch im Verhalten des HVR resultieren zwangsläufig in Variationen bei den Regressionsgleichungen zur Bestimmung der Körperbestandteile unter Verwendung des HVR (HAMMOND u. WALDO 1985, RULE u. Mitarb. 1986, HAMMOND u. Mitarb. 1988, HAMMOND u. Mitarb. 1990, LEE u. Mitarb. 1992).

Der HVR₁₂ beträgt für die gesamte Tiergruppe durchschnittlich 50,1 %. Dabei schwankt der Wertebereich zwischen 35,1 % und 69,3 %, was mit den Literaturangaben für das Rind in guter Übereinstimmung steht (PRESTON u. KOCK 1973, KOCK u. PRESTON 1979, JONES u. Mitarb. 1982, BARTLE u. Mitarb. 1983, BARTLE u. Mitarb. 1987). Unterschiede in der Größe des HVR₁₂ werden für die Versuchsgruppen 1 und 2 festgestellt. Während die nichtlaktierenden Tiere ein HVR₁₂ von durchschnittlich 44,5 % aufweisen, zeigen die laktierenden Tiere einen Wert von 50,4 %. Der um etwa 6 % geringere HVR₁₂ für die nichtlaktierenden Tiere ist bedingt durch den hohen Körperfettgehalt bei dieser Tiergruppe. Mit zunehmendem relativen Körperfettgehalt verringert sich der prozentuale Wassergehalt (LITTLE u. MC LEAN 1981, KLAUWUHN 1992, HARTMANN u. MEYER 1994).

Der extrapolierte HVR ist ein Maß für das GWK (BARANOW-BARANOWSKI u. Mitarb. 1989). Zwischen dem HVR_{EP} und dem GWK (Antipyrinverteilungsraum) besteht für die Gesamtanzahl gute Übereinstimmung. Mit 61,7 % für den HVR_{EP} und 61,1 % für das GWK unterscheiden sich beide Werte nur unwesentlich voneinander. Für die nichtlaktierenden und laktierenden Kühe sowie unabhängig von der Laktationszahl, dem Laktationsstadium und der Rasse werden entsprechende Ergebnisse festgestellt. Auch

BARANOW-BARANOWSKI u. Mitarb. (1989) beobachten in Simultanuntersuchungen an Kälbern nur minimale Unterschiede zwischen den mit der Extrapolationsmethode ermittelten GKW-Werten unter Verwendung von Harnstoff und Antipyrin. Dabei wird für Harnstoff ein Verteilungsraum von 70,4 % gefunden, der GKW-Wert für Antipyrin beträgt 70,2 %.

3.3.3 Absoluter Körperfettgehalt und Harnstoffverteilungsraum

Der Körperfettgehalt ist mit Hilfe des Gesamtkörperwassers hinreichend genau kalkulierbar (REID u. Mitarb. 1955, PANARETTO u. TILL 1963, BIRD u. Mitarb. 1982). Als Testsubstanz hat sich Antipyrin in vielen Untersuchungen bewährt (SOBERMAN u. Mitarb. 1949, WELLINGTON u. Mitarb. 1956, REID u. Mitarb. 1957, PANARETTO u. TILL 1963, FEKRY u. Mitarb. 1989, BARANOW-BARANOWSKI 1989, WIEDEMANN 1989, KLAWUHN 1992, RIECKHOFF 1992). Der in der vorliegenden Arbeit mit der Antipyrin-Methode kalkulierte Fettgehalt gilt als Referenzwert, um einen Vergleich mit der simultan angewendeten Harnstoff-Methode zu gewährleisten.

Zwischen absolutem Körperfettgehalt und den mit der *Punktmethode* ermittelten absoluten Harnstoffverteilungsräumen nach 9, 12 und 15 Minuten bestehen für alle untersuchten Tiergruppen keine signifikanten Beziehungen (Tab. 19-21, Abb. 7-9). Auffällig ist eine starke Variation der Korrelationskoeffizienten in den einzelnen Tiergruppen.

Die nichtlaktierenden Tiere des Versuches 1 weisen moderate positive Korrelationen zwischen $r = 0,51$ und $r = 0,79$ auf. Dies würde bedeuten, daß mit zunehmendem Körperfettgehalt ein größerer Harnstoffverteilungsraum, sprich Körperwassergehalt, resultiert. Im Widerspruch dazu stehen die Erkenntnisse über die Körperzusammensetzung, wonach die Komponenten Wasser und Fett ein grundsätzlich gegenläufiges Verhalten zeigen (PANARETTO u. TILL 1963, BIRD u. Mitarb. 1982).

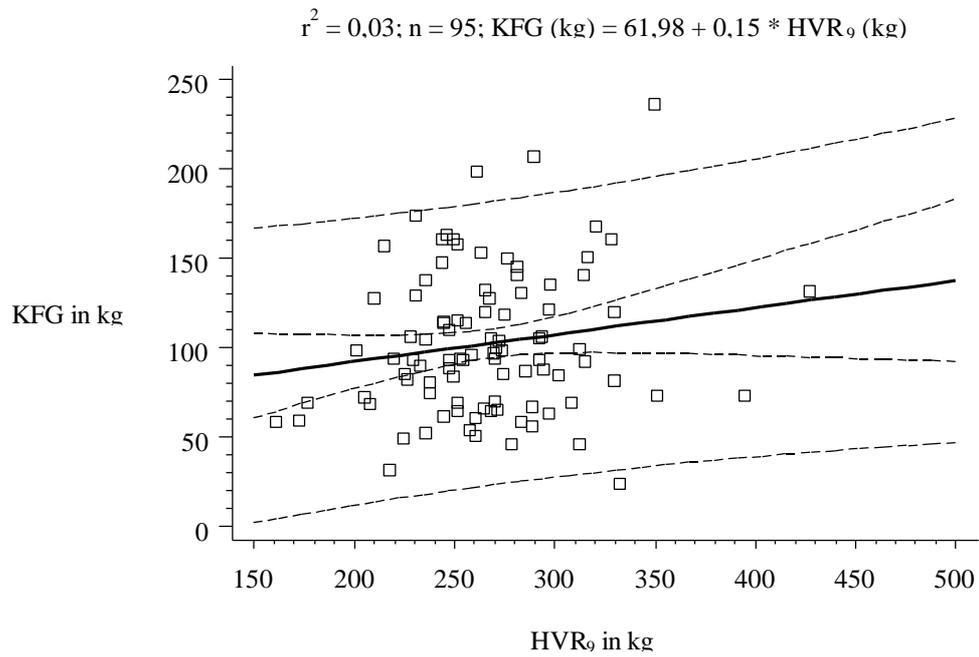


Abb. 7: Zusammenhang zwischen absolutem KFG und absolutem HVR₉

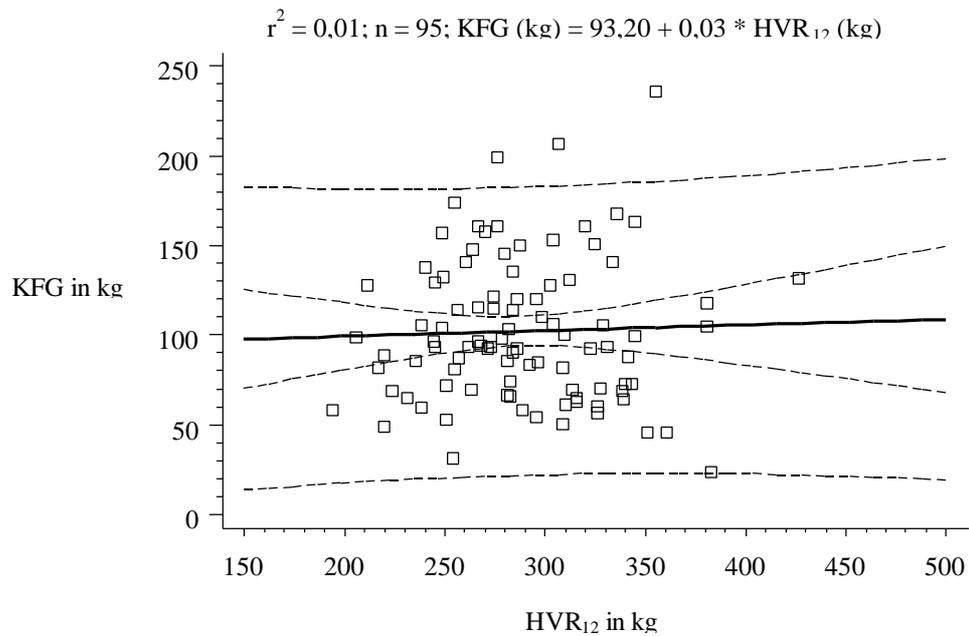
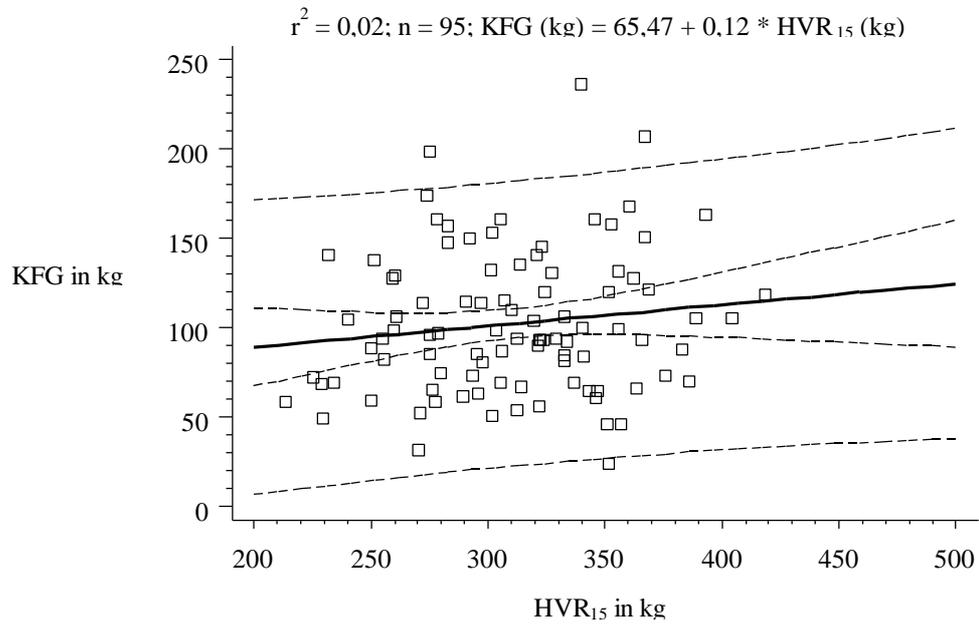
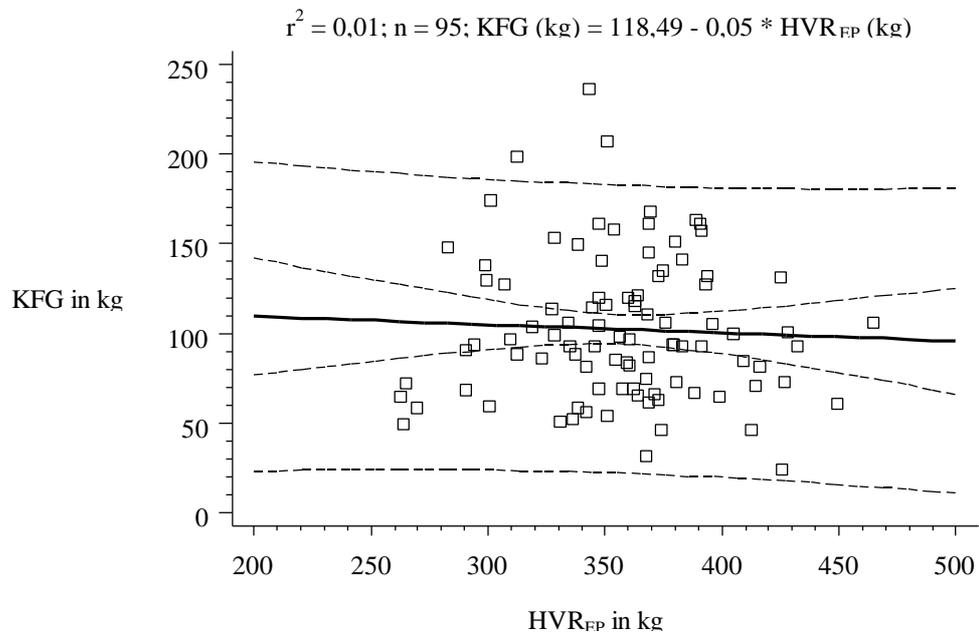


Abb. 8: Zusammenhang zwischen absolutem KFG und absolutem HVR₁₂

Abb. 9: Zusammenhang zwischen absolutem KFG und absolutem HVR₁₅Abb. 10: Zusammenhang zwischen absolutem KFG und absolutem HVR_{EP}

Für die Gesamtzahl der laktierenden Tiere des Versuches 2 wird nach 12 Minuten mit $r = 0,01$ kein Zusammenhang zwischen beiden Untersuchungsgrößen festgestellt. Zu beachten ist, daß zu diesem Zeitpunkt für die Tiere mit mehr als drei Laktationen mit $r = -0,40$ eine deutlich bessere Beziehung beobachtet wird, als für die Tiere in den ersten drei Laktationen.

Die Literaturangaben über die Aussagegenauigkeit des absoluten HVR_{12} zum absoluten Körperfettgehalt variieren ganz erheblich. BARTLE u. Mitarb. (1987) ermitteln bei Ochsen und Färsen ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,04$. Im Gegensatz dazu stehen die Ergebnisse von RULE u. Mitarb. (1986), die bei Ochsen mit $r^2 = 0,93$ eine sehr enge Beziehung nachweisen. Untersuchungen bei Kühen hinsichtlich dieser Fragestellung liegen nur in begrenztem Umfang vor. Dabei wurden bisher nur nichtlaktierende Tiere untersucht. So finden JONES u. Mitarb. (1982) zwischen dem absoluten HVR_{12} und dem Fettgehalt der Schlachtkörperhälfte ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,54$.

Auch der mit der *Extrapolationsmethode* ermittelte absolute HVR ist kein geeigneter Parameter, den absoluten Körperfettgehalt einzuschätzen (Tab. 22, Abb. 10). Sowohl für die nichtlaktierenden Tiere des Versuches 1 als auch für die laktierenden Tiere des Versuches 2 werden niedrige Korrelationen von $r = 0,01$ bzw. $r = -0,02$ beobachtet. Einzig und allein für die Tiere der 2. Laktation wird ein signifikanter Zusammenhang von $r = -0,52$ festgestellt. Auch die Tiere mit mehr als drei Laktationen heben sich mit einem Korrelationskoeffizienten von $r = -0,39$ noch deutlich von den anderen Tiergruppen ab.

3.3.4 Relativer Körperfettgehalt und Harnstoffverteilungsraum

Für die Gesamtzahl der untersuchten Tiere werden zwischen relativem Körperfettgehalt und den mit der *Punktmethode* ermittelten relativen Harnstoffverteilungsräumen nach 9, 12 und 15 Minuten signifikante Zusammenhänge festgestellt (Tab. 23-25, Abb.11-13). Mit $r = -0,34$ wird für den HVR_{12} die höchste Korrelation gefunden. Für den HVR_9 und den

HVR₁₅ sind Koeffizienten von $r = -0,22$ und $r = -0,23$ nachweisbar. Im Einklang damit stehen die Ergebnisse von KOCK u. PRESTON (1979), die die Aussagegenauigkeit des HVR zur Körperzusammensetzung im Zeitraum 6 bis 18 Minuten nach Verabreichung von Harnstoff testen. Dabei stellen sie bis zum 12 Minuten-Zeitpunkt ansteigende, später jedoch wieder abfallende Korrelationen fest.

Bei der Betrachtung der Korrelationskoeffizienten fällt auf, daß der HVR₁₂ beim überwiegenden Teil der Tiergruppen die beste Aussage zum Körperfettgehalt liefert. Der HVR₉ ist bei den Tieren der 2. Laktation, der Spätlaktation sowie der Rasse Holstein-Friesian den anderen Zeitpunkten überlegen. Für den HVR₁₅ werden stets die niedrigsten Koeffizienten beobachtet. Zu beachten ist, daß sowohl der HVR₁₂ als auch der HVR₁₅ mit zunehmender Laktationszahl bessere Aussagen zum relativen Körperfettgehalt liefern.

Die Ergebnisse verschiedener Autoren hinsichtlich der Aussagegenauigkeit des relativen HVR₁₂ zum relativen Körperfettgehalt beim Rind unterliegen ähnlich wie für die absolute Beziehung erheblichen Schwankungen. Während PRESTON u. KOCK (1973) in Untersuchungen an Ochsen ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,92$ ermitteln, stellen HAMMOND u. Mitarb. (1990) ebenfalls an Ochsen nur ein Koeffizient von $r^2 = 0,20$ fest. BARTLE u. Mitarb. (1983) finden bei nichttragenden und nichtlaktierenden Kühen mit $r^2 = 0,31$ auch eine eher mäßige Beziehung zwischen dem relativen HVR₁₂ und dem prozentualen Schlachtkörperfettgehalt. Dabei zeigen die Tiere der Fleischrasse (Angus) mit $r^2 = 0,35$ einen doppelt so hohes Bestimmtheitsmaß als die Tiere der Rasse Holstein-Friesian ($r^2 = 0,17$). Der überwiegende Teil der Autoren, die sich mit dieser Problematik beschäftigen, beobachten jedoch einen engeren Zusammenhang. So ermitteln RULE u. Mitarb. (1986) zwischen relativem HVR₁₂ und relativem Körperfettgehalt an Ochsen ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,63$. BARTLE u. Mitarb. (1987) finden bei Ochsen und Färsen ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,67$. Auch HAMMOND u. Mitarb. (1988) stellen an Ochsen mit $r^2 = 0,72$ eine enge Beziehung zwischen beiden Untersuchungsgrößen fest.

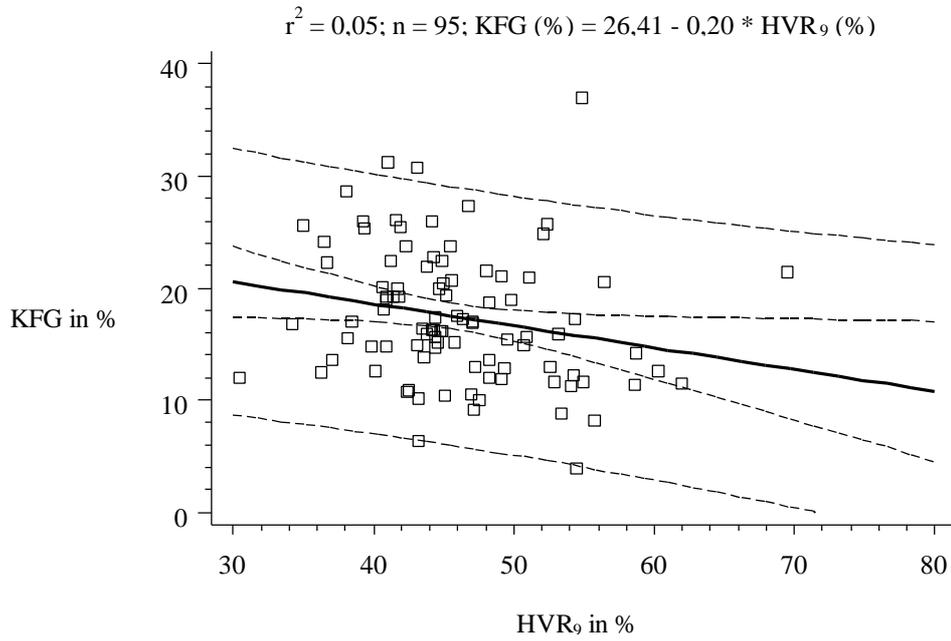


Abb. 11: Zusammenhang zwischen relativem KFG und relativem HVR₉

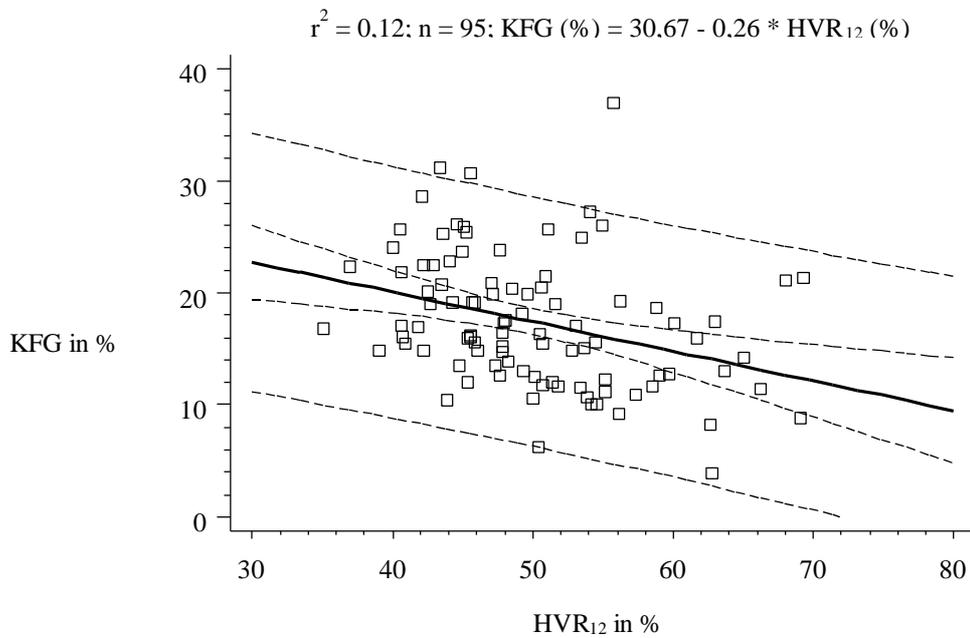
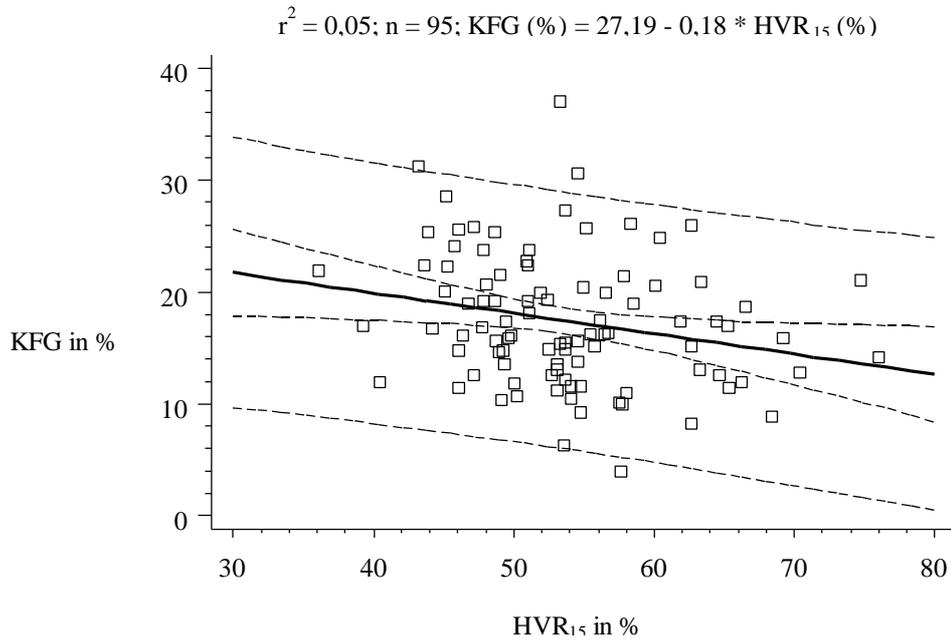
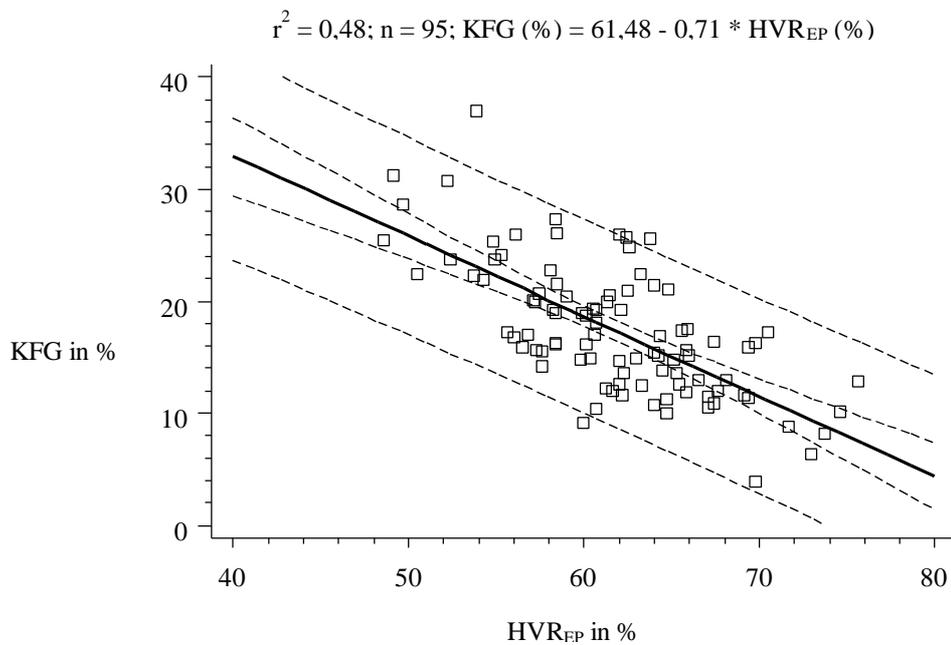


Abb. 12: Zusammenhang zwischen relativem KFG und relativem HVR₁₂

Abb. 13: Zusammenhang zwischen relativem KFG und relativem HVR₁₅Abb. 14: Zusammenhang zwischen relativem KFG und relativem HVR_{EP}

Für die Gesamtzahl aller untersuchten Tiere werden zwischen relativem Körperfettgehalt und dem durch die *Extrapolationsmethode* ermittelten relativen HVR eine signifikante Korrelation von $r = -0,69$ gefunden (Tab. 26, Abb. 14). Mit Ausnahme der Tiere des Versuches 1 und der spätlaktierenden Tiere kann auch in den einzelnen Tiergruppen Signifikanz festgestellt werden. Damit ist der mit *Extrapolationsmethode* ermittelte relative HVR dem mit der *Punktmethode* ermittelte relative HVR hinsichtlich der Aussagegenauigkeit zum relativen Körperfettgehalt deutlich überlegen.

Der Vergleich der in der vorliegenden Arbeit ermittelten Korrelationskoeffizienten für den Zusammenhang HVR und Körperfettgehalt zeigt, daß die relative Beziehung zwischen beiden Untersuchungsgrößen die bessere Aussage liefert. Auch BARTLE u. Mitarb. (1987) bestätigen nach eingehender Analyse der Literaturergebnisse diese Feststellung. Sie verweisen darauf, daß das Körperwasser (in diesem Fall der HVR) den anderen Körperkomponenten auf prozentualer Basis in einem viel engeren Zusammenhang steht als auf quantitativer Basis.

3.3.5 Absoluter Körperfettgehalt und Lebendmasse

In Abb. 15 ist der Zusammenhang zwischen absolutem Körperfettgehalt und Lebendmasse dargestellt. Für die Gesamtzahl der untersuchten Tiere besteht mit $r = 0,58$ ein signifikanter Zusammenhang. Bei einer durchschnittlichen Lebendmasse von 580 kg erfolgt je Kilogramm Lebendmassezunahme ein Körperfettansatz von durchschnittlich 410 g.

Bei den Tieren des Versuches 1 wird eine geringe, nichtsignifikante Korrelation von $r = 0,33$ beobachtet. KLAUHN (1992) und RIECKHOFF (1992) hingegen ermitteln in ihren Untersuchungen an ausgewachsenen, nichtlaktierenden Kühen hochsignifikante Korrelationen zwischen $r = 0,87$ und $r = 0,97$. Als Ursache für diesen markanten Unterschied wird die geringe Tierzahl verantwortlich gemacht.

Für die laktierenden Tiere des Versuches 2 wird eine signifikante Korrelation von $r = 0,57$ gefunden. Bei einer durchschnittlichen Lebendmasse von 577 kg erfolgt je Kilogramm Lebendmassezunahme ein Körperfettansatz von 360 g. In guter Übereinstimmung damit stehen die Ergebnisse von KLAUHN (1992) und RIECKHOFF (1992). In ihren Untersuchungen an laktierenden Kühen werden Korrelationskoeffizienten von $r = 0,59$ und $r = 0,53$ sowie Regressionskoeffizienten von 0,42 und 0,33 ermittelt. FERRELL u. JENKINS (1984), GRESHAM u. Mitarb. (1986) sowie WALTNER u. Mitarb. (1994) hingegen beobachten mit $r = 0,73$, $r = 0,71$ und $r = 0,90$ deutlich höhere Korrelationen zwischen beiden Parametern. Dabei ist festzuhalten, daß diese Autoren ihre Untersuchungen zum überwiegenden Teil an ausgewachsenen Tieren vornahmen. Veränderungen in der Lebendmasse erfolgen hier vorrangig durch Fettauf- bzw. -abbau.

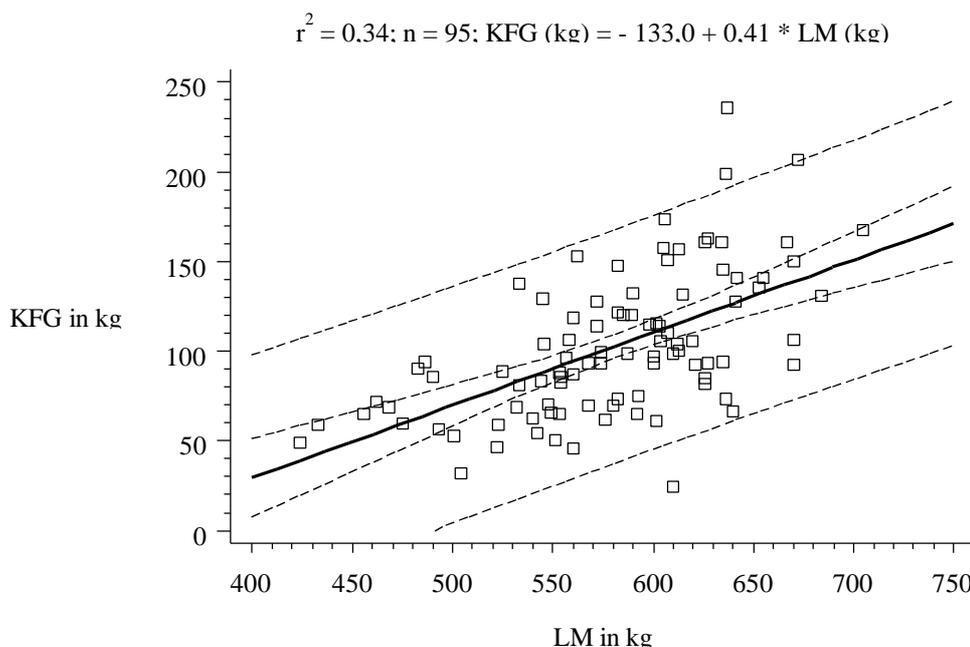


Abb. 15: Zusammenhang zwischen absolutem KFG und LM

In der 1. und 2. Laktation bestehen zwischen beiden Untersuchungsgrößen keine signifikanten Beziehungen. Die niedrigen Regressionskoeffizienten von 0,21 bzw. 0,15

weisen darauf hin, daß sich diese Tiere noch im Körperwachstum befinden und eine Zunahme der Lebendmasse vorwiegend durch einen Proteinansatz bedingt ist (STAUFENBIEL u. Mitarb. 1989). Die Lebendmasse erweist sich hier als schlechter Indikator für den Körperfettgehalt. Mit zunehmender Laktationszahl werden deutlich höhere Korrelationen zwischen absolutem Körperfettgehalt und Lebendmasse gefunden. Die Tiere mit drei bzw. mehr als drei Laktationen zeigen Korrelationen von $r = 0,70$ bzw. $r = 0,59$. Je Kilogramm Lebendmassezunahme erfolgt ein Körperfettansatz von 580 bzw. 630 g. Diese Zahlen belegen, daß mit zunehmenden Alter der Fettanteil am Lebendmassezuwachs ansteigt (ROBELIN 1986, BAUER 1990, KLAUWUHN 1992, RIECKHOFF 1992). Folglich verbessert sich auch der Aussagewert der Lebendmasse in Bezug auf den Körperfettgehalt.

In allen drei Laktationsstadien werden signifikante Korrelationen zwischen beiden Untersuchungsgrößen ermittelt. Die Tiere in der Früh- und Mittellaktation weisen mit $r = 0,63$ und $r = 0,59$ moderate Beziehungen auf. KLAUWUHN (1992) und RIECKHOFF (1992) finden Korrelationen zwischen $r = 0,22$ bis $r = 0,54$. Dabei beobachteten sie, daß in diesen Laktationsphasen die Lebendmasse kaum Veränderungen unterworfen ist. Sie halten deshalb die Lebendmasse für Aussagen zum Körperfettgehalt für ungeeignet. Insbesondere zu Laktationsbeginn können Mobilisationsvorgänge durch den Anstieg der Organgewichte und durch den zunehmenden Füllungsgrad des Verdauungsapparates überdeckt werden, was den Aussagewert der Körpermasse zum Körperfettgehalt erheblich beeinflussen kann (BAUER 1990). Bei den spätlaktierenden Tieren wird mit $r = 0,78$ eine Verbesserung des Korrelationskoeffizienten beobachtet. Bestätigung findet diese Tendenz bei KLAUWUHN (1992) und RIECKHOFF (1992). Auch sie ermitteln bei den Tieren in der Spätlaktation mit $r = 0,80$ und $r = 0,65$ die höchsten Korrelationen. Im Laktationsverlauf ist eine stetige Zunahme der Regressionskoeffizienten nachzuweisen. In der Früh- bzw. Mittellaktation geht eine Änderung der Lebendmasse mit einer Änderung des Körperfettgehaltes von 280 g bzw. 340 g einher, in der Spätlaktation hingegen von 690 g.

3.3.6 Relativer Körperfettgehalt und Lebendmasse

Für die Beziehung relativer Körperfettgehalt und Lebendmasse werden schlechtere Zusammenhänge beobachtet als für die Beziehung absoluter Körperfettgehalt und Lebendmasse. In Übereinstimmung damit stehen die Ergebnisse anderer Autoren (JONES u. Mitarb. 1982, RULE u. Mitarb. 1986, HAMMOND u. Mitarb. 1988, HAMMOND u. Mitarb. 1990, KLAWUHN 1992, RIECKHOFF 1992, WALTNER u. Mitarb. 1994). KLAWUHN (1992) gibt die Relativierung des Fettgehaltes durch die Lebendmasse als Grund für niedrigere korrelative Beziehungen an.

In Abb. 16 ist die Beziehung zwischen beiden Untersuchungsgrößen für die Gesamtzahl der untersuchten Tiere grafisch dargestellt. Es wird ein signifikanter Korrelationskoeffizient von $r = 0,40$ ermittelt. Die Änderung der Lebendmasse um ein Kilogramm hat eine Änderung des Körperfettgehaltes um 0,04 % zur Folge.

Für die laktierenden Tiere des Versuches 2 wird mit $r = 0,36$ ein signifikanter Zusammenhang zwischen relativem Körperfettgehalt und Lebendmasse beobachtet. Je Kilogramm Lebendmassenzunahme erfolgt ein Anstieg des Körperfettgehaltes um 0,034 %. Vergleichbare Ergebnisse beobachten KLAWUHN (1992) und RIECKHOFF (1992). In Untersuchungen an laktierenden Kühen der Rasse Schwarzbuntes Milchrind werden Korrelationskoeffizienten von $r = 0,31$ bzw. $r = 0,30$ sowie Regressionskoeffizienten von 0,035 und 0,03 ermittelt. Auch WALTNER u. Mitarb. (1994) finden bei laktierenden Hochleistungskühen mit $r = 0,38$ einen niedrigen Koeffizienten.

Bei den Tieren der 1. und 2. Laktation bestehen zwischen beiden Untersuchungsgrößen keine signifikanten Beziehungen. Wie bereits für den absoluten Körperfettgehalt festgestellt, zeigen die Tiere mit mehr als zwei Laktationen deutlich bessere und zudem signifikante Korrelationskoeffizienten. Vergleichbare Ergebnisse beschreiben KLAWUHN (1992) und RIECKHOFF (1992).

In Abhängigkeit vom Laktationsstadium verbessert sich die Aussage der Lebendmasse zum relativen Körperfettgehalt. Auch die Regressionskoeffizienten zeigen eine kontinuierliche Zunahme. Bestätigung findet diese Aussage in der Arbeit von RIECKHOFF (1992). Der Rassevergleich zeigt keinen Unterschied hinsichtlich der Aussagegenauigkeit.

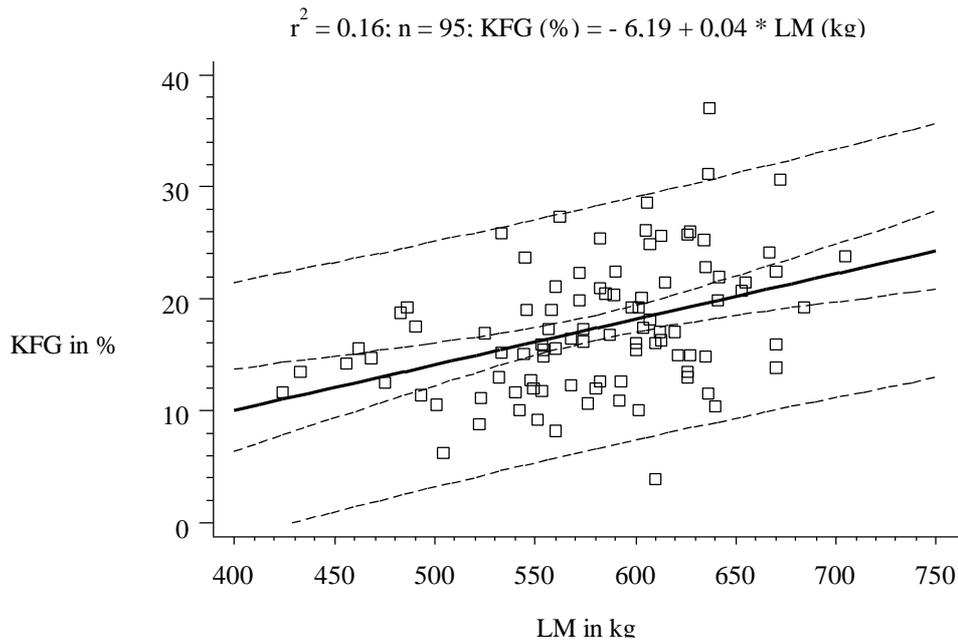


Abb. 16: Zusammenhang zwischen relativem KFG und LM

Die Lebendmasse ist dem HVR_{12} in der Aussage zum absoluten als auch zum relativen Körperfettgehalt überlegen. MEISSNER u. Mitarb. (1980), JONES u. WALTON (1981), BARTLE u. Mitarb. (1985), RULE u. Mitarb. (1986), HAMMOND u. Mitarb. (1988) sowie ANDREW u. Mitarb. (1995) bestätigen in ihren Untersuchungen diese Beobachtung. Andere Autoren hingegen sehen im HVR_{12} den günstigeren Parameter zur Vorhersage des Körperfettgehaltes (HAMMOND u. Mitarb. 1984, BARTLE u. Mitarb. 1987, BAS u. Mitarb. 1990).

3.3.7 Absoluter Körperfettgehalt und Rückenfettdicke

Zwischen dem Körperfettgehalt und der Rückenfettdicke bei Kühen wurden Korrelationen zwischen $r = 0,61$ und $r = 0,80$ ermittelt (GRESHAM u. Mitarb. 1986, WIEDEMANN 1989, KLAUWUHN 1992, RIECKHOFF 1992). In guter Übereinstimmung damit liegt die Korrelation für die Gesamtgruppe bei $r = 0,79$ (Abb. 17). Der Körperfettgehalt ändert sich je Millimeter RFD um 4,51 kg.

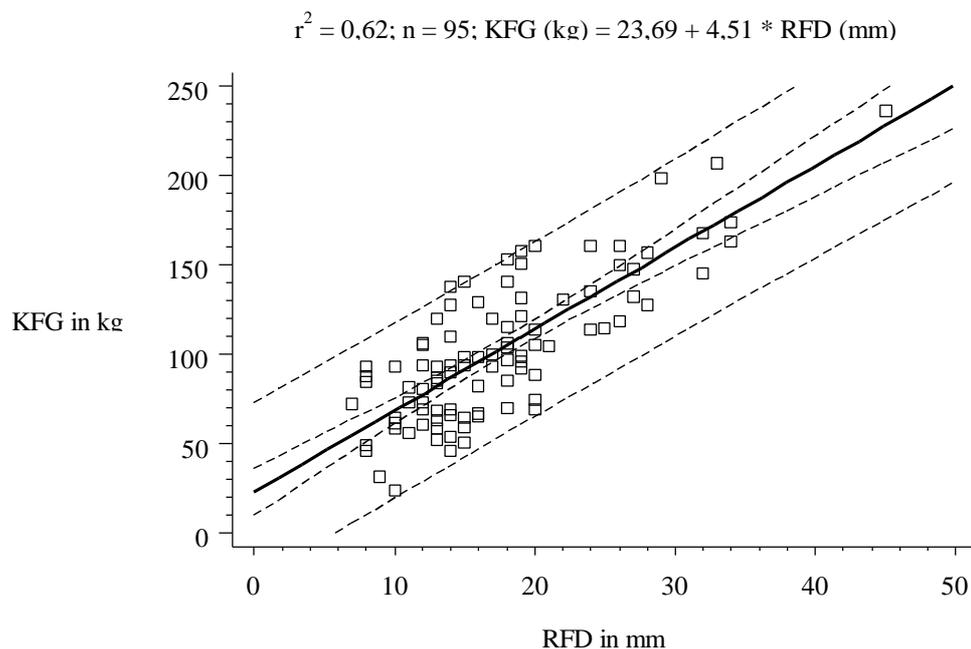


Abb. 17: Zusammenhang zwischen absolutem KFG und RFD

Für die nichttragenden und nichtlaktierenden SMR-Kühe des Versuches 1 wird eine Korrelation von $r = 0,94$ beobachtet. Dabei wird ein Regressionskoeffizient von 5,60 festgestellt. Die von CIANZIO u. Mitarb. (1982) und WIEDEMANN (1989) beobachtete Verschlechterung der Aussagegenauigkeit der RFD bei Tieren mit extremen Körperfettgehalten kann am vorliegenden Tiermaterial nicht bestätigt werden.

Für die laktierenden Tiere des Versuches 2 wird eine Korrelation von $r = 0,73$ nachgewiesen. Der Körperfettgehalt ändert sich je Millimeter RFD um 4,63 kg. Diese Werte zeigen gute Übereinstimmung mit den Angaben von KLAUHN (1992) und RIECKHOFF (1992). Sie ermittelten Korrelationskoeffizienten von $r = 0,68$ und $r = 0,71$, der Körperfettgehalt änderte sich je Millimeter RFD um 4,73 kg und 4,72 kg.

Mit zunehmender Laktationszahl wird die korrelative Beziehung zwischen absolutem Körperfettgehalt und RFD enger (Tab. 15). Im Einklang damit steht die Aussage von STAUFENBIEL u. Mitarb. (1990), wonach sich mit steigendem Fettansatz auch die Aussagegenauigkeit der RFD erhöht. In der 1. und 2. Laktation ist die RFD der Lebendmasse als Indikator zur Beurteilung des Körperfettgehaltes und damit der Körperkondition deutlich überlegen. RIECKHOFF (1992) kommt zu ähnlichen Ergebnissen. Ab der 3. Laktation verbessert sich die Aussagekraft der Lebendmasse zunehmend, erreicht jedoch nicht das Niveau der RFD wie RIECKHOFF (1992) in seinen Untersuchungen beobachtet.

Im Verlauf der Laktation verbessert sich der Zusammenhang zwischen absolutem Körperfettgehalt und RFD kontinuierlich von $r = 0,52$ auf $r = 0,79$. Auch RIECKHOFF (1992) beobachtet diese Tendenz in seinen Untersuchungen, wobei in der Frühaktation mit $r = 0,28$ eine geringe, jedoch signifikante Korrelation zwischen beiden Parametern besteht. Der Autor mißt dabei dem geringen Körperfettgehalt und der geringen Wertestreuung als mögliche Einflußfaktoren Bedeutung bei. Zu beachten ist, daß in der Frühaktation der Körperfettgehalt eine engere Beziehung zur Lebendmasse aufweist als zur Rückenfettdicke. In der Mittel- und Spätaktation hingegen liefert die RFD wieder die bessere Aussage.

Für die Rinderrassen Holstein-Friesian und Schwarzbuntes Milchrind werden ähnlich hohe Korrelationen von $r = 0,76$ und $r = 0,78$ beobachtet. Auffällig ist, daß sich bei den HF-Kühen der Körperfettgehalt je Millimeter RFD um 5,89 kg ändert, bei den SMR-Kühen hingegen nur um 4,46 kg. Diese Angaben bestätigen die in der Literatur beschriebenen

Unterschiede im Fettansatz bei den einzelnen Rassen (KEMPSTER 1981, CIANZIO u. Mitarb. 1982, MC KAY u. Mitarb. 1989, ARNOLD u. Mitarb. 1990).

3.3.8 Relativer Körperfettgehalt und Rückenfettdicke

In Abb. 18 ist der Zusammenhang zwischen relativem Körperfettgehalt und Rückenfettdicke dargestellt. Für die gesamte Tiergruppe besteht mit $r = 0,76$ ein enger Zusammenhang. Dabei wird für die laktierenden Tiere des Versuches 2 eine Korrelation von $r = 0,69$ beobachtet. In Übereinstimmung damit stehen die Ergebnisse von KLAUHN (1992) und RIECKHOFF (1992), die in ihren Untersuchungen an laktierenden Tieren Korrelationen von $r = 0,64$ und $r = 0,65$ zwischen beiden Untersuchungsgrößen ermitteln.

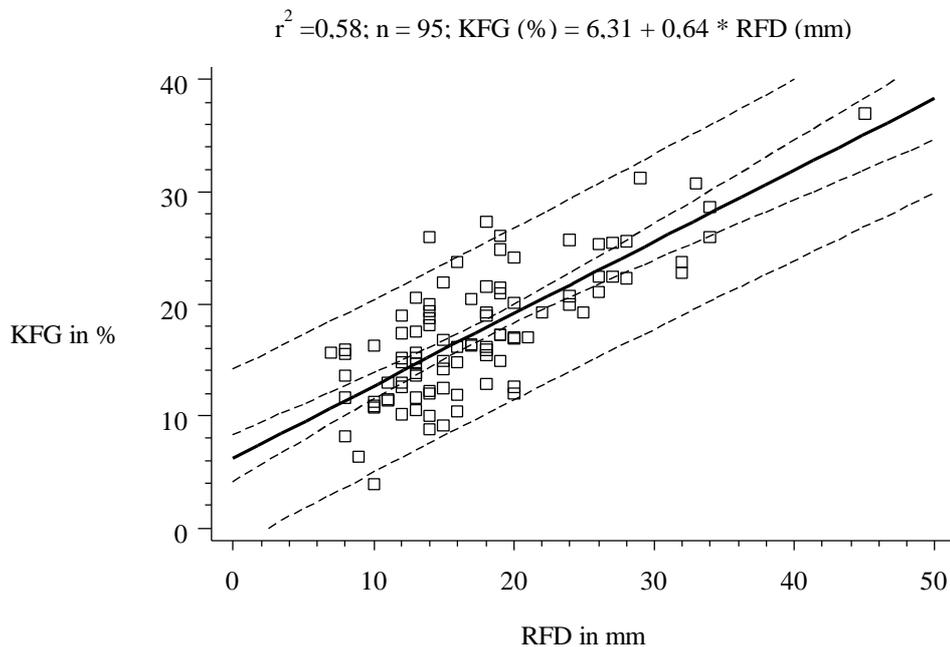


Abb. 18: Zusammenhang zwischen relativem KFG und RFD

Mit zunehmender Laktationszahl sowie fortschreitender Laktation wird eine deutliche Verbesserung der Korrelationskoeffizienten beobachtet. Bei den Jungkühen und den frühlaktierenden Tieren kann dabei keine Signifikanz nachgewiesen werden.

Beim Vergleich der Korrelationskoeffizienten fällt auf, daß die Aussagegenauigkeit der RFD zum relativen Fettgehalt hinter der zum absoluten Fettgehalt zurückbleibt. Auch RIECKHOFF (1992) bevorzugt für die Bestimmung des Körperfettgehaltes über die RFD-Meßwerte die Regressionsgleichung für den absoluten Körperfettgehalt, da die Beziehung zwischen RFD und relativem Körperfettgehalt wesentlich durch die Lebendmasse modifiziert wird und sich daraus ein nichtlinearer Zusammenhang ergibt.

3.3.9 Vorhersage des Körperfettgehaltes mit multiplen Regressionsmodellen

In Tab. 47 sind die multiplen Regressionsgleichungen zur Bestimmung des Körperfettgehaltes (KFG) bei Kühen unter Einbeziehung des Harnstoffverteilungsraumes (HVR_{12}), der Lebendmasse (LM) und der Rückenfettdicke (RFD) dargestellt. Zum Vergleich sind die einfachen Regressionsgleichungen angeführt.

Im Unterschied zur Lebendmasse und dem HVR als alleinige Variablen bringt die Einbeziehung beider Parameter in einer multiplen Regression eine leichte Verbesserung der Aussage zum Körperfettgehalt mit sich. Für die Gesamtzahl aller untersuchten Tiere wird für die absolute Beziehung ein signifikantes Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,37$ gefunden; die relative Beziehung weist einen signifikanten Koeffizienten von $r^2 = 0,21$ auf. Auch JONES u. Mitarb. (1982), RULE u. Mitarb. (1986), HAMMOND u. Mitarb. (1988) sowie HAMMOND u. Mitarb. (1990) berichten über eine Verbesserung des Bestimmtheitsmaßes bei Nutzung beider Parameter.

Für die RFD und den HVR wird im Vergleich zur RFD als alleinigen Parameter keine Verbesserung in der Aussage zum absoluten Körperfettgehalt beobachtet. Für die relative

Beziehung ist bei zusätzlicher Nutzung des HVR eine unwesentliche Verbesserung des Bestimmtheitsmaßes nachweisbar.

Tab. 47: Einfache und multiple Regressionsgleichungen zur Bestimmung des absoluten und relativen KFG bei Kühen (n=95) unter Einbeziehung des HVR₁₂, der LM und der RFD

Regressionsgleichung	r ²	S _{y,x}
Fett (kg) = 93.20+0.03*HVR ₁₂ (kg)	0.01	40.21
Fett (kg) =-133.0+0.41*LM	0.34*	32.70
Fett (kg) =23.05+4.56*RFD ₁	0.62*	24.42
Fett (kg) =-109.44+0.45*LM-0.17*HVR ₁₂ (kg)	0.37*	32.12
Fett (kg) =21.8+4.56*RFD ₁ +0.004*HVR ₁₂ (kg)	0.63*	24.56
Fett (kg) =-74.97+3.83*RFD ₁ +0.19*LM	0.69*	22.50
Fett (kg) =-63.95+3.75*RFD ₁ +0.22*LM-0.09*HVR ₁₂ (kg)	0.70*	22.33
Fett (%) =30.67-0.26*HVR ₁₂ (%)	0.12*	5.58
Fett (%) =-6.19+0.04*LM	0.16*	5.14
Fett (%) =6.23+0.64*RFD ₁	0.58*	3.84
Fett (%) =7.41+0.03*LM-0.18*HVR ₁₂ (%)	0.21*	5.31
Fett (%) =12.25+0.61*RFD ₁ -0.11*HVR ₁₂ (%)	0.60*	3.78
Fett (%) =3.21+0.62*RFD ₁ +0.006*LM	0.58*	3.85
Fett (%) =10.77+0.60*RFD ₁ +0.002*LM+0.11*HVR ₁₂ (%)	0.60*	3.80

Bezieht man die Lebendmasse und die RFD in eine multiple Regression ein, verbessert sich die Aussage zum absoluten Körperfettgehalt. Während für die RFD als alleinige

Variable ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,62$ festgestellt wird, zeigt die Kombination beider Parameter ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,69$. Für die relative Beziehung hingegen ergibt sich keine Veränderung.

Die Verwendung aller drei Parameter bringt keine Verbesserung in der Aussage zum Körperfettgehalt mit sich. Mit $r^2 = 0,70$ wird für die absolute Beziehung das höchste Bestimmtheitsmaß von allen Regressionen gefunden. Für die relative Beziehung wird mit $r^2 = 0,60$ der gleiche Koeffizient nachgewiesen wie für die RFD in Kombination mit dem HVR.

3.3.10 Kalkulation des Körperfettgehaltes über den extrapolierten Harnstoffverteilungsraum

Der extrapolierte HVR (HVR_{EP}) ist ein Maß für das GWK (DALTON 1964, BARANOW-BARANOWSKI u. Mitarb. 1989). Aufgrund der guten Übereinstimmung zwischen dem HVR_{EP} und dem GWK (Antipyrinverteilungsraum) zeigen auch die daraus kalkulierten Fettgehalte vergleichbare Ergebnisse.

Für die Gesamtzahl der untersuchten Tiere besteht zwischen dem Körperfettgehalt/Harnstoff $_{EP}$ (KFG/Hst $_{EP}$) und dem Körperfettgehalt/Antipyrin (KFG/Ap) eine durchschnittliche absolute Abweichung von -2,1 kg. Mit $r = 0,76$ existiert dabei ein enger signifikanter Zusammenhang. Trotzdem zeigen die Einzelwerte eine beachtliche Streuung (Abb. 19). Für die einzelnen Tiergruppen liegt die durchschnittlichen Unter- bzw. Überschätzung zwischen -6,8 kg und 11,1 kg.

Trotz guter Übereinstimmung des extrapolierten HVR mit dem Antipyrinverteilungsraum (GWK) in den vorliegenden Untersuchungen berichten andere Autoren über unbefriedigende Ergebnisse mit der Harnstoff-Extrapolationsmethode. Dabei kann die Genauigkeit der Bestimmung des HVR aufgrund des relativ langen Untersuchungszeitraumes (5 bis 8 Stunden) von verschiedenen physiologischen Faktoren

beeinflusst werden. Der Variabilität des endogenen Harnstoffs im Tagesverlauf bei laktierenden Kühen wird dabei besondere Bedeutung beigemessen (ANDREW u. Mitarb. 1995). MANSTON u. Mitarb. (1981) finden signifikante Unterschiede in der Blutharnstoffkonzentration in Abhängigkeit von der Tageszeit. JOHRI u. RANJAHN (1983) sehen im Harnstoffrecycling durch Pansen und Speichel trotz angemessener Fastenperiode eine potentielle Fehlerquelle. Weiterhin machen einige Autoren die forcierte Diurese nach Applikation einer größeren Menge Harnstoff für Ungenauigkeiten der Methode verantwortlich (SAN PIETRO u. RITTENBERG 1953, PRESTON u. KOCK 1973, BARTLE u. Mitarb. 1988).

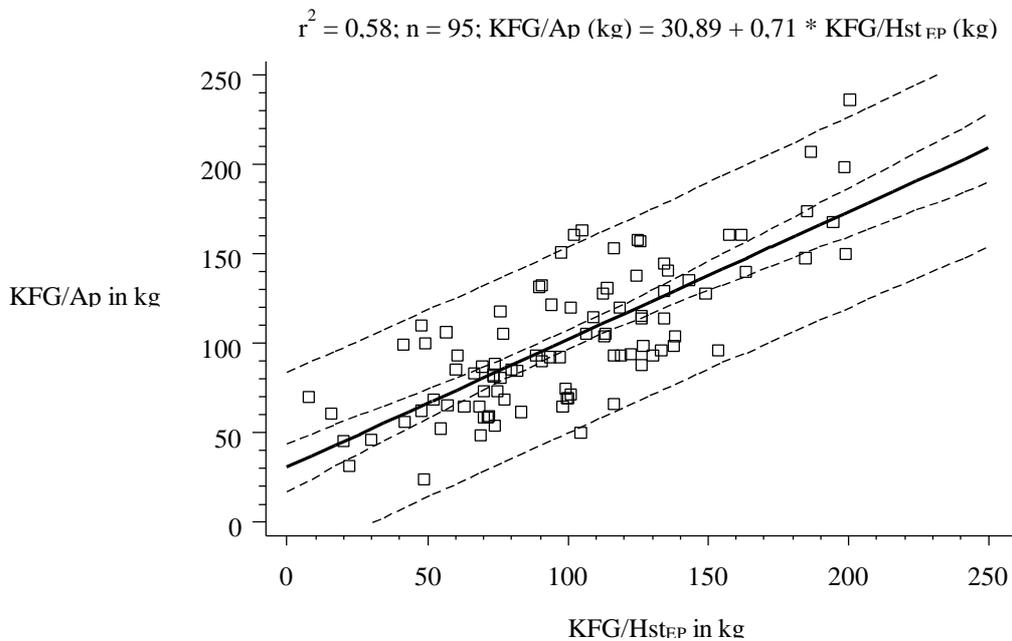


Abb. 19: Zusammenhang zwischen absolutem KFG/Hst_{EP} und absolutem KFG/Ap

3.3.11 Abhängigkeit der Rückenfettdicke vom Meßort

In Übereinstimmung mit den Ergebnissen von KLAUWUHN (1992) und RIECKHOFF (1992) wird bei allen untersuchten Tieren am Meßpunkt 1 die höchste Fettauflage ermittelt. Dies hat zur Folge, daß hier Veränderungen am deutlichsten zum Ausdruck kommen (Abb. 20).

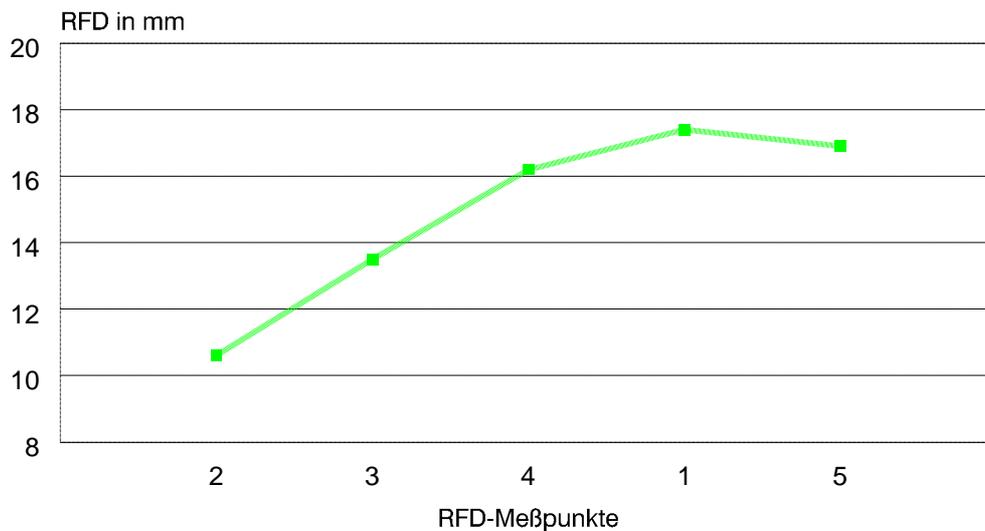


Abb. 20: Abhängigkeit der Rückenfettdicke vom Meßort (n=95)

In kranialer Richtung ist eine kontinuierliche Abnahme der RFD feststellbar; auch die RFD am kaudalsten Meßpunkt zeigt wieder abnehmende Tendenz. Unabhängig von Laktationszahl, Laktationsstadium und Rasse existieren zwischen den RFD-Meßpunkten feste Beziehungen. Der Vergleich der Regressions- und Korrelationskoeffizienten macht dies deutlich (Tab. 41). KLAUWUHN (1992) stellt fest, daß die RFD in Abhängigkeit von Geschlecht, Rasse und Nutzungsrichtung das gleiche Verhalten zeigen. Bei Kühen wird dieses Verhalten weder durch die Laktationszahl noch durch das Laktationsstadium wesentlich beeinflusst (KLAUWUHN 1992, RIECKHOFF 1992).

Bei der Messung der RFD ist ein absoluter Fehler von ± 1 mm einzukalkulieren (STAUFENBIEL u. Mitarb. 1990). Aufgrund der höchsten Fettauflage am Meßpunkt 1 ist demzufolge hier der geringste relative Meßfehler zu erwarten.

3.3.12 Visuelle Konditionsbeurteilung

STAUFENBIEL u. Mitarb. (1990) schlagen vor, die Messung der RFD durch eine visuelle Schätzung der RFD in Millimetern am Meßpunkt 1 zu ergänzen. Aus Tab. 42 und Abb. 21 ist ersichtlich, daß zwischen der am Meßpunkt 1 geschätzten und gemessenen RFD gute Übereinstimmung besteht. Für die Gesamtheit der untersuchten Tiere wird eine hohe signifikante Korrelation von $r = 0,92$ ermittelt. LÖSCHNER (1994) findet bei seiner Untersuchung an Färsen und Kühen für zwei unabhängige Schätzpersonen Korrelationen von $r = 0,84$ und $r = 0,85$. Niedrigere Korrelationen hingegen beobachten KLAUHN (1992) und RIECKHOFF (1992). In ihren Untersuchungen an laktierenden Kühen werden Werte von $r = 0,67$ und $r = 0,75$ festgestellt. Insbesondere die Ergebnisse von KLAUHN (1992) sind in nicht unerheblichem Maß auf die Untersuchungsmethodik zurückzuführen. Während KLAUHN (1992) alle Tiere eines Untersuchungstages zunächst schätzt und dann erst mißt, erfolgt in der vorliegenden Untersuchung sowie in den Untersuchungen von RIECKHOFF (1992) und LÖSCHNER (1994) nach jeder Schätzung des Einzeltieres die sofortige Messung. Somit können vom vorangehenden Tier Rückschlüsse auf das nachfolgende gezogen werden, wodurch das Schätzverhalten und damit die Schätzgenauigkeit positiv beeinflusst werden.

In Abhängigkeit von der Laktationszahl weisen alle Beziehungen signifikante Übereinstimmung auf. Aus Tab. 42 geht hervor, daß die Tiere der 2. Laktation eine niedrigere Korrelation ($r = 0,81$) aufweisen als die Tiere der 1. ($r = 0,92$), der 3. ($r = 0,91$) und der Tiere mit mehr als drei Laktationen ($r = 0,94$). RIECKHOFF (1992) berichtet über eine kontinuierliche Verbesserung der Schätzgenauigkeit mit steigender Laktationszahl. LÖSCHNER (1994) hingegen beobachtet bei Kühen mit niedrigen Laktationszahlen

(1. bis 2.) eine Überschätzung und bei Kühen mit hohen Laktationszahlen (6. bis 9.) tendenziell eine Unterbewertung der RFD. Die höchste Schätzgenauigkeit besteht bei den Tieren mit mittleren Laktationszahlen (3. bis 5.).

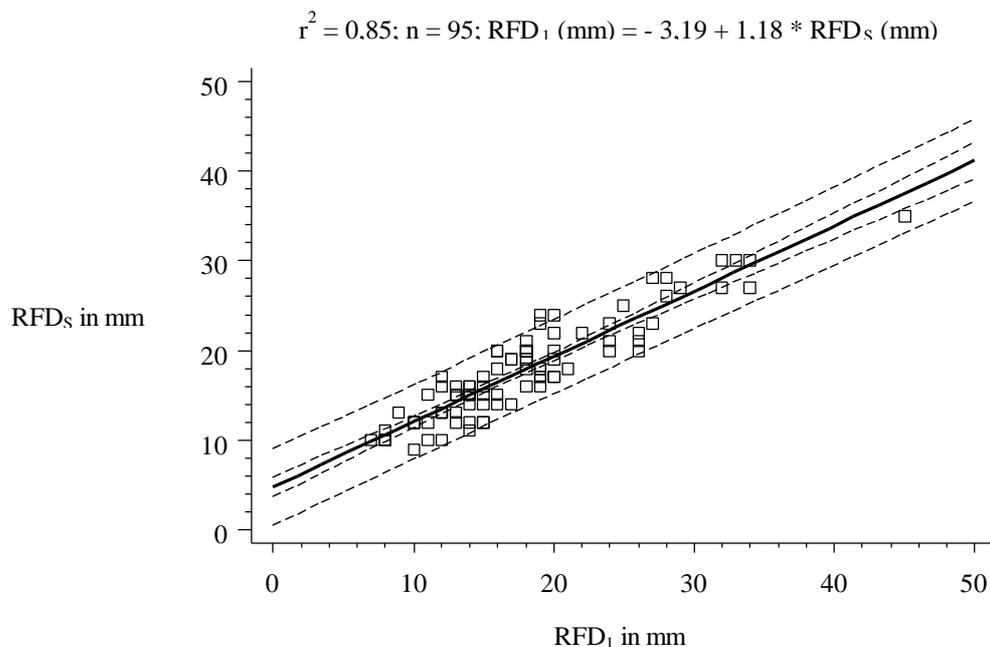


Abb. 21: Zusammenhang zwischen RFD-Schätzwerten und RFD-Meßwerten

Im gesamten Verlauf der Laktation werden signifikante Zusammenhänge zwischen RFD-Schätzwert und RFD-Meßwert gefunden. Während in der Früh-laktation eine Korrelation von $r = 0,93$ beobachtet wird, zeigen die Tiere der Mittel- und Spätlaktation Werte von $r = 0,88$ und $r = 0,86$. RIECKHOFF (1992) berichtet von einer kontinuierlichen Verbesserung der Schätzgenauigkeit im Laktationsverlauf. Auch LÖSCHNER (1994) weist Abhängigkeiten nach. Im Bereich 2.Woche bis 28.Woche post partum wird eine Abnahme der Korrelationen festgestellt. Von der 28.Woche bis zur 43.Woche post partum steigen die Korrelationen wieder an, um anschließend bis zur 8.Woche ante partum erneut abzufallen.

Aus den Tab. 43 und 44 sowie den Abb. 22 und 23 ist ersichtlich, daß bereits am 2. Untersuchungstag akzeptable Schätzergebnisse erreicht werden. Der relative Schätzfehler bezogen auf die mittlere Differenz zwischen geschätzten und gemessenen RFD-Werten fällt von 22,4 % am ersten Untersuchungstag auf Werte überwiegend unter 10 % an den darauffolgenden Tagen. In guter Übereinstimmung damit stehen die Ergebnisse von RIECKHOFF (1992), der ab dem dritten Untersuchungstag einen Schätzfehler im Bereich von 10 % ermittelt. Im Rahmen von Bestandsuntersuchungen sollte zur Gewährleistung einer hohen Schätzgenauigkeit stets parallel zur RFD-Schätzung die RFD-Messung regelmäßig an einer geringen Anzahl von Tieren durchgeführt werden (STAUFENBIEL u. Mitarb. 1990, RIECKHOFF 1992).

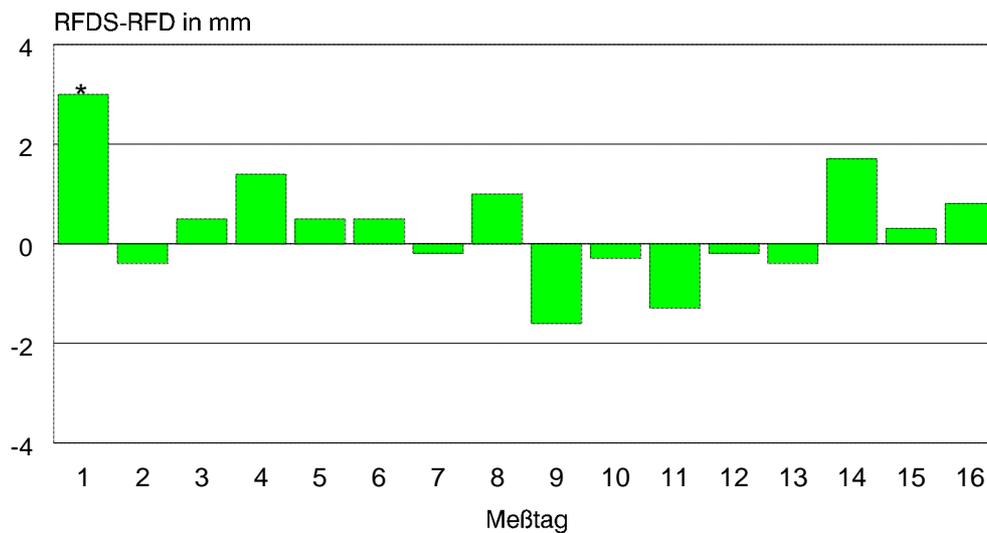


Abb. 22: Mittlere Differenz zwischen RFD-Schätz- und Meßwerten in Abhängigkeit vom Meßtag

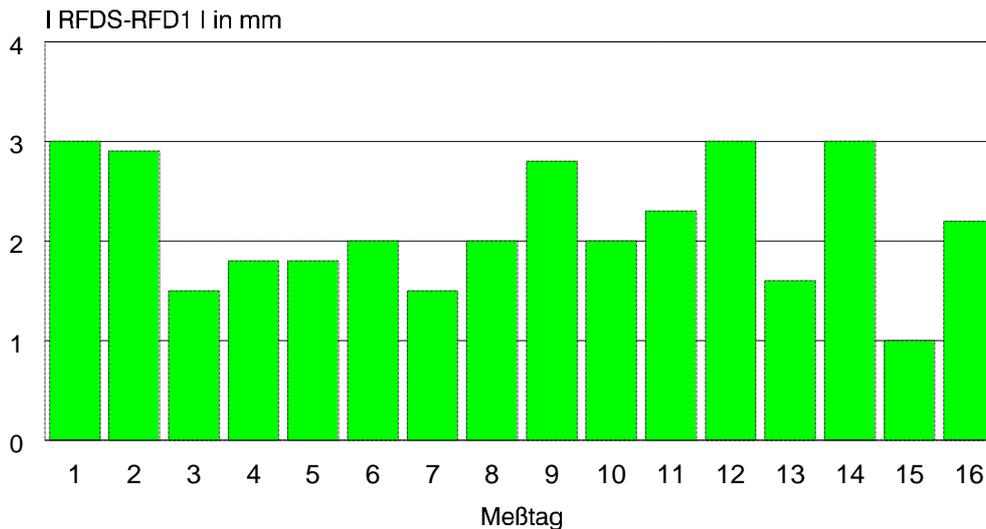


Abb. 23: Absolute mittlere Differenz zwischen RFD-Schätz- und Meßwerten in Abhängigkeit vom Meßtag (sämtliche absoluten mittleren Differenzen beider Parameter unterscheiden sich signifikant von Null)

In Abhängigkeit verschiedener Konditionszustände (RFD-Klasse) werden Unterschiede in der Übereinstimmung zwischen Schätz- und Meßwerten gefunden (Tab. 45 u. 46, Abb. 24). Im schlechten Konditionsbereich (RFD-Klasse 1) ist eine signifikante Überschätzung der RFD-Meßwerte nachweisbar. Auch in der RFD-Klasse 2 wird eine signifikante Überschätzung der Meßwerte beobachtet, zudem zeigt sich eine Angleichung von Schätz- und Meßwerten. Diese Tendenz setzt sich im guten Konditionsbereich (RFD-Klasse 3) fort, wobei keine signifikanten Unterschiede zwischen Schätz- und Meßwerten gefunden werden. Ebenfalls nicht signifikant erweisen sich die Unterschiede zwischen Schätz- und Meßwerten in der RFD-Klasse 4, jedoch wird eine Unterschätzung der Meßwerte festgestellt. In der RFD-Klasse 5 ist die Unterschätzung der Meßwerte noch deutlicher ausgeprägt. Schätz- und Meßwerte unterscheiden sich wieder signifikant voneinander. Vergleichbare Ergebnisse beschreibt LÖSCHNER (1994).

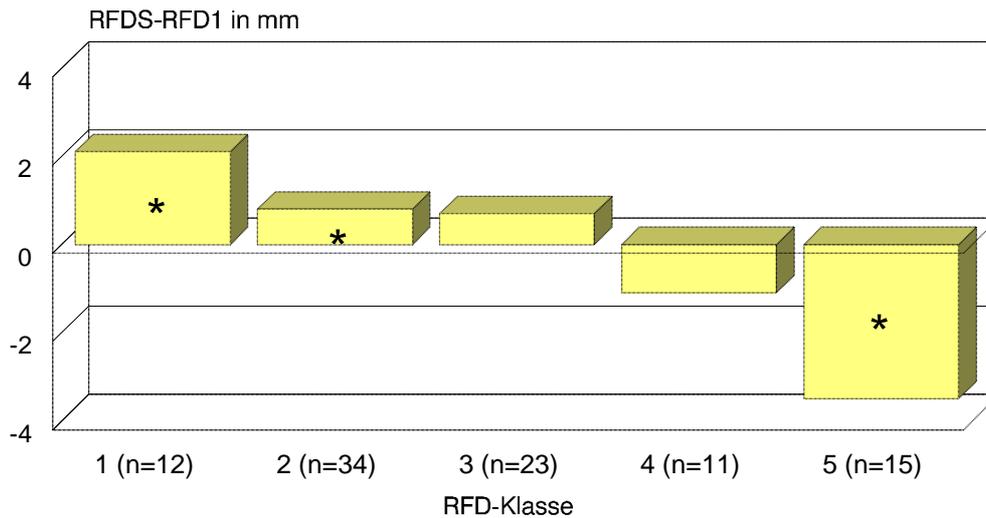


Abb. 24: Abhängigkeit der mittleren Differenz zwischen RFD-Schätz- und Meßwerten von der Kondition

RFD-Klasse: 1 (≤ 10 mm), 2 (>10 bis ≤ 15 mm), 3 (>15 bis ≤ 19 mm),
4 (>19 bis ≤ 24 mm), 5 (>24 mm)

Die Differenzen zwischen beiden Untersuchungsgrößen variieren für alle untersuchten Tiere zwischen -10 bis 5 mm. LÖSCHNER (1994) beobachtet für zwei verschiedene Schätzpersonen eine deutlich stärkere Streuung der Einzelwerte. Schätzperson I weist einen Streuungsbereich von -16 bis 13 mm, Schätzperson II hingegen von -11 bis 11 mm auf. Diese Ergebnisse bestätigen die Feststellung von BRAUN u. Mitarb. (1986), daß der Hauptmangel der visuellen Konditionsbeurteilung in dem subjektiven Einfluß der Schätzperson besteht.

3.4. Zusammenfassende Diskussion

Der Harnstoffverteilungsraum 12 Minuten nach intravenöser Verabreichung einer 20 %igen Harnstofflösung wird als potentieller Indikator der Körperzusammensetzung beim lebenden Fleischrind beschrieben (PRESTON u. KOCK 1973, KOCK u. PRESTON 1979). Hinsichtlich des Zeitaufwandes für die Arbeit am Tier erweist sich dieses Verfahren durch die einmalige Blutprobenentnahme bereits kurze Zeit nach Applikation der Testsubstanz gegenüber den anderen Verdünnungsmethoden als außerordentlich vorteilhaft. Harnstoff ist billig, verteilt sich schnell im Körperwasser und läßt sich einfach, präzise und ohne großen technischen Aufwand im Vollblut oder Plasma bestimmen (BARTLE u. Mitarb. 1983, RULE u. Mitarb. 1986, GEERKEN u. Mitarb. 1988, ALRAHEEM u. Mitarb. 1992). Zudem ist Harnstoff eine körpereigene Substanz, die in geringen Mengen weder toxisch wirkt, noch physiologische Abläufe im Körper beeinträchtigt (MEISSNER 1976).

Untersuchungen an Kühen unter Anwendung der 12-Minuten-Methode liegen nur in begrenztem Umfang vor, wobei überwiegend unbefriedigende Ergebnisse erzielt wurden. JONES u. Mitarb. (1982) ermitteln bei Untersuchungen an Kühen der Rasse Holstein-Friesian zwischen dem Fettgehalt der Schlachtkörperhälfte und dem HVR ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,54$. Die Lebendmasse hingegen erklärte 68 % der Varianz des Fettgehaltes. BARTLE u. Mitarb. (1983) untersuchen die Beziehung zwischen Körperfettgehalt und HVR bei nichtlaktierenden Angus- und Hereford-Kühen. Mit $r^2 = 0,31$ wird ein niedriges Bestimmtheitsmaß gefunden. Von den ursprünglich 40 untersuchten Tieren blieben zwei Kühe für die Kalkulation der Körperzusammensetzung unberücksichtigt, da die Harnstoffverteilungsräume in Beziehung zum Fettgehalt erheblich abwichen. Dabei handelte es sich um Kühe, die bis kurz vor der Schlachtung in der Laktation standen. ANDREW u. Mitarb. (1995) testen die 12-Minuten-Methode an laktierenden Kühen der Rasse Holstein-Friesian. Zwischen dem Leerkörperwasser und dem HVR wird ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,31$ festgestellt. Mit $r^2 = 0,51$ war auch hier die Lebendmasse dem HVR überlegen, worauf die Autoren die statistische

Auswertung der Beziehung zwischen dem Fettgehalt und dem HVR unberücksichtigt ließen.

Ziel der durchgeführten Untersuchungen war es, die quantitativen Beziehungen zwischen dem HVR 12 Minuten nach intravenöser Verabreichung einer definierten Menge Harnstoff und dem über die Gesamtkörperwasserbestimmung mit Antipyrin bestimmten Körperfettgehalt bei Milchkühen zu ermitteln. Unter dem gleichen Gesichtspunkt wurden die Parameter Lebendmasse und RFD analysiert. Weiterhin erfolgten vergleichende Untersuchungen zwischen der visuell bzw. palpatorisch geschätzten und gemessenen RFD. Die Untersuchungen wurden an Tieren mit unterschiedlichen Laktationszahlen, in unterschiedlichen physiologischen Zuständen und unterschiedlicher Rasse durchgeführt.

Der HVR_{12} eignet sich nicht zur Beurteilung des Körperfettgehaltes bei der Milchkuh. Für die Gesamtzahl aller untersuchten Tiere kann zwischen absolutem Körperfettgehalt und absolutem HVR_{12} kein Zusammenhang hergestellt werden. Für die Beziehung relativer Körperfettgehalt und relativer HVR_{12} hingegen wird mit $r^2 = 0,12$ ein niedriges signifikantes Bestimmtheitsmaß gefunden.

In zahlreichen Untersuchungen am Wiederkäuer wurde der HVR_{12} auf seine Eignung hinsichtlich der Aussagegenauigkeit zur Körperzusammensetzung getestet. Zwischen den einzelnen Autoren wird eine erhebliche Variationsbreite bei den Ergebnissen beobachtet. Die Ursachen dieser Unterschiede sind vielfältig. BARTLE u. Mitarb. (1988) unterteilen die Einflußfaktoren bzw. Störgrößen in zwei große Gruppen. Einerseits beeinflussen physiologische Faktoren andererseits verfahrenstechnische Faktoren die Genauigkeit der Methode negativ.

Eine wichtige physiologische Einflußgröße stellt die Gleichverteilungszeit des Harnstoffs im Körperwasser dar. Voraussetzung der 12-Minuten-Methode ist die annähernde Gleichverteilung nach Applikation des Harnstoffs zum Zeitpunkt der Blutprobenentnahme. PRESTON u. KOCK (1973) und GAD u. PRESTON (1990) ermitteln in Untersuchungen an Ochsen nahezu übereinstimmende Gleichverteilungszeiten

von 9 bis 10 Minuten und 11 bis 14 Minuten. Andere Autoren hingegen beobachten insbesondere bei Kühen deutlich längere Zeiträume. AGABRIEL u. Mitarb. (1990) geben einen Wert von 36 Minuten an, GEERKEN u. HERRERA (1990) stellen eine Schwankungsbreite von 15 bis 30 Minuten fest. Auch JONES u. Mitarb. (1982) berichten über Kühe, bei denen auch nach 30 Minuten noch keine vollständige Gleichverteilung eingetreten war. Als Alternative schlagen sie deshalb vor, anstatt der Standardlösung von 20 % höher konzentrierte Lösungen zu nutzen. Kleinere Volumina einer hochkonzentrierten Harnstofflösung verteilen sich wesentlich schneller im Körperwasser, als große Volumina einer weniger stark konzentrierten Lösung. Geht man davon aus, daß zum Zeitpunkt der Blutprobenentnahme die Gleichverteilung nur unvollständig erfolgt ist, wird eine höhere Harnstoffkonzentration festgestellt als zum Zeitpunkt der Gleichverteilung. Somit wird folglich ein kleinerer Harnstoffverteilungsraum ermittelt als tatsächlich vorhanden. Individuelle Variationen in der Gleichverteilungszeit führen daher zwangsläufig zu Fehlern bei der Kalkulation der Körperzusammensetzung über den HVR.

Der Magen-Darm-Inhalt des Wiederkäuers gilt als wesentliche Störgröße bei in-vivo-Untersuchungen zur Körperzusammensetzung (HÖRNICKE 1966, BYERS 1979, BARTLE u. Mitarb. 1987, ANDREW u. Mitarb. 1995). Auch die Harnstoff-Methode wird mit dieser Problematik konfrontiert. Die Menge des Magen-Darm-Inhaltes kann in Abhängigkeit von der Fütterung sowie physiologischen Zuständen erheblich variieren. REID u. Mitarb. (1965) geben die Schwankungsbreite für den Anteil des Ingestainhaltes an der Lebendmasse mit 5 bis 30 % an. Somit kommt dem Magen-Darm-Inhalt als sehr variable Komponente der Lebendmasse bei der Kalkulation der Körperzusammensetzung eine besondere Bedeutung zu (BARTLE u. PRESTON 1986). Bei der Analyse der Regressionsgleichungen verschiedener Autoren wird dieser Einfluß deutlich. BARTLE u. Mitarb. (1983), HAMMOND u. Mitarb. (1984), BARTLE u. Mitarb. (1987) sowie HAMMOND u. Mitarb. (1988) ermitteln für die Regressionsgleichungen zur Bestimmung der Körperkomponenten Wasser und Fett mit dem HVR bezogen auf die Leerkörpermasse höhere Bestimmtheitsmaße als mit dem HVR bezogen auf die Lebendmasse.

Eine weitere Fehlerquelle liegt im Magen-Darm-Kanal als Diffusionsraum begründet. Der HVR_{12} wird als Maß für das Leerkörperwasser angesehen, d. h., eine Anreicherung exogen zugeführten Harnstoffs im Verdauungstrakt zu diesem Zeitpunkt findet nicht statt (PRESTON u. KOCK 1973, RULE u. Mitarb. 1986). Bestätigung findet diese Feststellung in der Arbeit von BARTLE u. PRESTON (1986). In Untersuchungen an 20 Stunden gefasteten Färsen können sie zum Zeitpunkt der Probenentnahme nach 12 Minuten trotz hoher Harnstoffkonzentrationen im Blut keinen nennenswerten Harnstoffübertritt in den Pansen beobachten. Darüber hinaus stellen sie fest, daß bis 2 Stunden nach Applikation des Harnstoffs weder der Harn noch die Pansenflüssigkeit einen entscheidenden Einfluß auf die Größe des HVR ausübt. Auch HARMEYER u. Mitarb. (1973a) geben an, daß im Hungerzustand (10 bis 20 Stunden nach Futterentzug) der endogene Harnstofftransfer auf Null absinkt. Das Fehlen von Energiesubstraten beeinträchtigt die Tätigkeit der Pansenmikroorganismen in deren Folge sich ein Anstieg der Ammoniakkonzentration im Pansen einstellt. Eine hohe Ammoniakkonzentration einerseits sowie fehlende organische Substanz andererseits hemmen die ureaseaktiven Bakterien, wodurch der Harnstofftransfer in den Pansen gedrosselt wird (CHENG u. WALLACE 1979, HARMEYER u. MARTENS 1980). Im Gegensatz zu Tieren im Hungerzustand halten BARTLE u. PRESTON (1986) bei Tieren im normalen Fütterungszustand, also ungefastet, und somit normaler Pansenfermentationsrate ein Übertritt des Harnstoffs in den Magen-Darm-Kanal bis zur Blutprobenentnahme nach 12 Minuten für nicht ausgeschlossen. Ein negative Beeinflussung der Größe des HVR ist somit sehr wahrscheinlich. BARTLE u. Mitarb. (1988) vergleichen die 12-Minuten-Methode an ungefasteten und gefasteten Schafen. Bei den gefasteten Tieren wurden erheblich bessere Determinationskoeffizienten bei der Bestimmung der Komponenten Wasser und Fett als bei den ungefasteten Tieren beobachtet.

Neben physiologischen nehmen auch verfahrenstechnische Faktoren Einfluß auf die Genauigkeit. Insbesondere bei der Punktmethode ist eine zeitlich exakte Blutprobengewinnung nach 12 Minuten anzustreben. Infolge des schnellen Abfalles der Blutharnstoffkonzentration wirken sich Fehler bei der Blutprobenentnahme nachteilig auf

die Kalkulation des HVR aus. Eine um eine Minute zu späte Entnahme hat einen 1 bis 2 % größeren HVR zur Folge (KOCK u. PRESTON 1979, BARTLE u. Mitarb. 1988).

Nachteilig für die Analytik ist eine Hämolyse im Blutprobenmaterial. Durch die veränderte Eigenfarbe der Probe sind Verfälschungen der Ergebnisse bei der photometrischen Bestimmung nicht ausgeschlossen (NAUMANN u. Mitarb. 1983, SCHWENDENWEIN 1995).

Die Aussage der Lebendmasse zum Körperfettgehalt bei der Milchkuh ist begrenzt (BAUER, 1990). Zwischen absolutem bzw. relativem Körperfettgehalt und Lebendmasse werden mit $r^2 = 0,34$ bzw. $r^2 = 0,16$ signifikante Beziehungen festgestellt. Bei den Tieren der 1. und 2. Laktation sowie Früh- und Mittellaktation ist dieser Parameter ungeeignet. Bei den Kühen ab der 3. Laktation und den spätlaktierenden Tieren erhöht sich die Aussagekraft zum Körperfettgehalt zunehmend. Die Lebendmasse ist dem HVR₁₂ in der Aussage zum Körperfettgehalt überlegen. Bestätigung findet diese Beobachtung in den Untersuchungen von MEISSNER u. Mitarb. (1980), JONES u. WALTON (1981), BARTLE u. Mitarb. (1985), RULE u. Mitarb. (1986), HAMMOND u. Mitarb. (1988) sowie ANDREW u. Mitarb. (1995). Andere Autoren hingegen sehen im HVR₁₂ den günstigeren Parameter zur Einschätzung des Körperfettgehaltes (HAMMOND u. Mitarb. 1984, BARTLE u. Mitarb. 1987, BAS u. Mitarb. 1990).

Die RFD ist ein Maß für den Körperfettgehalt. (WIEDEMANN 1989). Von allen drei Parametern liefert die RFD die beste Aussage. Für die Beziehung absoluter Körperfettgehalt und RFD ist ein signifikantes Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,62$ nachweisbar. Auch zwischen relativem Körperfettgehalt und RFD wird mit $r^2 = 0,58$ ebenfalls ein enger signifikanter Zusammenhang festgestellt. Mit zunehmender Laktationszahl und fortschreitender Laktationsdauer verbessert sich der Zusammenhang zwischen Körperfettgehalt und RFD. Im Vergleich zur Lebendmasse gestattet die RFD eine differenziertere Aussage zum Körperfettgehalt (RIECKHOFF 1992).

Bei Anwendung multipler Regressionsmodelle unter Verwendung zwei bzw. drei unabhängiger Variablen ist teilweise eine Verbesserung der Aussage zum Körperfettgehalt nachweisbar. So hat im Gegensatz zur Lebendmasse als alleinigen Parameter die Einbeziehung des HVR₁₂ geringfügig höhere Bestimmtheitsmaße zur Folge. Für die Gesamtzahl aller untersuchten Tiere werden für die absolute Beziehung mit $r^2 = 0,37$ und für die relative Beziehung mit $r^2 = 0,21$ jeweils signifikante Zusammenhänge festgestellt. Im Vergleich zur RFD als Einzelparameter verspricht auch die Kombination von RFD und HVR₁₂ keine nennenswerte Verbesserung in der Aussagegenauigkeit zum Körperfettgehalt. Auffallend ist die bessere Aussage der Rückenfettdicke in Kombination mit der Lebendmasse zum absoluten Körperfettgehalt. Während für die Beziehung zwischen absolutem Körperfettgehalt und der RFD ein Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,62$ ermittelt wird, bringt die Einbeziehung der Lebendmasse eine Verbesserung des Koeffizienten auf $r^2 = 0,69$ mit sich. Im Vergleich zur Kombination RFD und Lebendmasse wird für die Nutzung aller drei Parameter keine Verbesserung in der Aussage zum Körperfettgehalt beobachtet.

In Übereinstimmung mit den Ergebnissen von DALTON (1964) und BARANOW-BARANOWSKI u. Mitarb. (1989) weisen der durch Extrapolation ermittelte Harnstoffverteilungsraum (61,7 %) und der Antipyrinverteilungsraum (61,1 %) annähernd gleiche Werte auf. Auch die kalkulierten Fettgehalte weichen folglich nur geringfügig voneinander ab. Für die Gesamtzahl aller untersuchten Tiere wird der Körperfettgehalt/Harnstoff_{EP} gegenüber dem Körperfettgehalt/Antipyrin nur um 2,1 kg unterschätzt. Die Betrachtung der Einzelwerte zeigt jedoch eine erhebliche Streuung zwischen beiden Untersuchungsgrößen.

Die Schätzung der RFD kann die Messung der RFD teilweise ersetzen (STAUFENBIEL 1993). Die zwischen Schätz- und Meßwerten ermittelte Korrelation von $r = 0,92$ ist ein Beleg dafür. LÖSCHNER (1994) findet für zwei unabhängige Schätzpersonen Beziehungen von $r = 0,84$ bzw. $r = 0,85$. Eine nicht zu vernachlässigende Einflußgröße wird der individuellen Schätzgenauigkeit der Schätzperson beigemessen.

In Abhängigkeit vom Konditionszustand sind Unterschiede in der Schätzgenauigkeit der RFD feststellbar. Schlecht konditionierte Kühe mit einer RFD ≤ 10 mm werden überschätzt, gut und sehr gut konditionierte Kühe mit einer RFD > 24 mm werden unterschätzt. Im RFD-Bereich von > 10 bis ≤ 24 mm besteht die höchste Schätzgenauigkeit. Bestätigung finden diese Ergebnisse in der Arbeit von LÖSCHNER (1994). Auch er beobachtet im mittleren RFD-Bereich zwischen 15 bis 25 mm die beste Bewertungssicherheit. Das Schätzverhalten im Bereich einer RFD unter 15 mm ist durch Überschätzung und im Bereich einer RFD über 25 mm durch Unterschätzung gekennzeichnet. Zur Gewährleistung einer hohen Schätzgenauigkeit ist daher die ergänzende Kontrollmessung bei sehr mageren und sehr fetten Tieren von besonderer Bedeutung.

4. **Schlußfolgerungen**

1. Milchleistung, Fruchtbarkeit und Gesundheit der Kuh werden in entscheidendem Maße von der Körperkondition und ihrer Änderung beeinflußt. Die *Körperkondition* steht in direkter Beziehung zum *Körperfettgehalt*. Geeignete Methoden zur Quantifizierung des *Körperfettgehaltes* sind für die Milchviehhaltung von besonderem Interesse.
2. Die Bestimmung des *GKW* unter Verwendung von Antipyrin ist eine geeignete Methode, den *Körperfettgehalt* beim lebenden Rind zu ermitteln.
3. Der *HVR₁₂* eignet sich nicht zur Einschätzung des *Körperfettgehaltes* bei der Milchkuh. Zwischen absolutem Körperfettgehalt und absolutem *HVR₁₂* besteht kein Zusammenhang. Für die Relativwerte beider Parameter wird mit $r^2 = 0,12$ ein niedriger signifikanter Zusammenhang nachgewiesen.
4. Die *Lebendmasse* ist ein unzuverlässiger Parameter, den *Körperfettgehalt* bei der Milchkuh einzuschätzen. Im Vergleich zum *HVR₁₂* liefert die Lebendmasse die bessere Aussage zum Körperfettgehalt. Für die Beziehung absoluter bzw. relativer Körperfettgehalt und Lebendmasse werden mit $r^2 = 0,34$ bzw. $r^2 = 0,16$ jeweils signifikante Zusammenhänge festgestellt. Bei den Tieren in der 1. und 2. Laktation sowie Früh- und Mittellaktation gibt die Lebendmasse eine schlechte, bei Tieren ab der 3. Laktation sowie Spätlaktation eine akzeptable Aussage zum Körperfettgehalt.

5. Die *Rückenfettdicke* ist ein direktes Maß für den *Körperfettgehalt*. Zwischen absolutem bzw. relativem Körperfettgehalt und der Rückenfettdicke werden signifikante Beziehungen von $r^2 = 0,62$ bzw. $r^2 = 0,58$ gefunden. Mit zunehmender Laktationszahl und fortschreitender Laktationsdauer verbessert sich der Zusammenhang zwischen beiden Untersuchungsgrößen. Im Vergleich zur Lebendmasse gestattet die RFD auch bei Tieren der 1. und 2. Laktation sowie frischlaktierenden Tieren eine sichere Beurteilung der Körperkondition.

6. Die Messung der *RFD* sollte zur routinemäßigen Beurteilung des *absoluten Körperfettgehaltes* und seiner Änderung bei der Milchkuh herangezogen werden. Eine Änderung der RFD um einen Millimeter geht mit dem Auf- bzw. Abbau von ca. 5 Kilogramm Körperfett einher.

7. Im Gegensatz zur RFD als alleinigen Parameter hat die Einbeziehung der *RFD* und der *Lebendmasse* in einer multiplen Regression eine Verbesserung der Aussage zum *absoluten Körperfettgehalt* von $r^2 = 0,62$ auf $r^2 = 0,69$ zur Folge.

8. Zwischen dem *HVR_{EP}* und dem GKW sowie den daraus kalkulierten Fettgehalten besteht gute Übereinstimmung. Für die Kalkulation des *Körperfettgehaltes* der Milchkuh über den extrapolierten HVR ergibt sich jedoch keine Verringerung des Zeit- und Arbeitsaufwandes im Vergleich zur Standardmethode mit Antipyrin.

9. Die *Verteilung* der *subkutanen Fettauflage* in der Rückenregion zeigt unabhängig von der Laktationszahl, dem Laktationsstadium und der Rasse das gleiche Muster. Bei allen untersuchten Tieren wird am Meßpunkt 1 die höchste RFD ermittelt. Zur Bestimmung der RFD im Rahmen von Untersuchungen zur Körperkondition ist der Meßpunkt 1 am besten geeignet.

10. Zwischen der visuell bzw. palpatorisch geschätzten und gemessenen RFD besteht eine signifikante Beziehung von $r^2 = 0,85$. Bereits nach kurzer Einarbeitungszeit ist die *Schätzung* der *RFD* bei Milchkühen mit ausreichender Genauigkeit möglich. Die Schätzgenauigkeit ist regelmäßig durch Kontrollmessungen zu überprüfen.

11. Der *Konditionszustand* beeinflusst die *Schätzgenauigkeit* der visuell bzw. palpatorisch bestimmten RFD bei Milchkühen. Bei mageren Tieren mit einer $RFD \leq 10$ mm kommt es zunehmend zu einer Überschätzung der RFD. Kühe im mittleren Konditionsbereich mit einer $RFD > 10$ bis ≤ 24 mm lassen sich mit der höchsten Genauigkeit schätzen. Bei gut und sehr gut konditionierten Kühen mit einer $RFD > 24$ mm ist eine Unterbewertung der RFD nachweisbar. Zur Sicherung der Schätzgenauigkeit sind ergänzende Messungen der RFD insbesondere bei mageren und fett erscheinenden Tieren durchzuführen.

12. Die kombinierte Anwendung der visuellen bzw. palpatorischen *Schätzung* der RFD und der gezielten *Messung* bei Tieren in extremen Konditionsbereichen läßt eine sichere Beurteilung der Körperkondition bei der Milchkuh im Herdenmaßstab zu. Aufgrund der Invasivität der Nadelsondenmethode und der Notwendigkeit der Fixierung der Tiere während der Untersuchung ist der Messung der RFD mit Ultraschall der Vorzug zu geben.

5. Zusammenfassung

In zwei Versuchen wurden an insgesamt 95 Kühen (25 Holstein-Friesian, 64 Schwarzbuntes Milchrind) Untersuchungen zur Aussage des Harnstoffverteilungsraumes 12 Minuten nach intravenöser Verabreichung einer definierten Menge Harnstoff (HVR₁₂), der Lebendmasse und der Rückenfettdicke (RFD) zu dem über die Gesamtkörperwasserbestimmung mit Antipyrin ermittelten Körperfettgehalt durchgeführt. Weiterhin erfolgten vergleichende Untersuchungen zwischen der visuell bzw. palpatorisch geschätzten und gemessenen RFD. Die Daten wurden in Abhängigkeit von der Versuchsreihe, der Laktationszahl, des Laktationsstadiums, der Rasse, des Meßtages und der Kondition analysiert.

Der HVR₁₂ eignet sich nicht zur Einschätzung des Körperfettgehaltes bei der Milchkuh. Zwischen absolutem Körperfettgehalt und absolutem HVR₁₂ existiert kein Zusammenhang. Für die Beziehung relativer Körperfettgehalt und relativer HVR₁₂ wird mit $r^2 = 0,12$ ein niedriges signifikantes Bestimmtheitsmaß ermittelt.

Die Aussage der Lebendmasse zum Körperfettgehalt ist begrenzt. Zwischen absolutem bzw. relativem Körperfettgehalt und Lebendmasse werden mit $r^2 = 0,34$ bzw. $r^2 = 0,16$ signifikante Beziehungen festgestellt. Bei den Tieren in der 1. und 2. Laktation sowie Früh- und Mittellaktation ist die Lebendmasse als Parameter zur Beurteilung des Körperfettgehaltes ungeeignet. Bei den Kühen ab der 3. Laktation und den spätlaktierenden Tieren erhöht sich die Aussagekraft zunehmend. Die Lebendmasse ist dem HVR₁₂ bei der Einschätzung des Körperfettgehaltes überlegen.

Die RFD steht in direkter Beziehung zum Körperfettgehalt. Von allen drei Parametern liefert die RFD die beste Aussage. Zwischen absolutem bzw. relativem Körperfettgehalt und der RFD werden signifikante Beziehungen von $r^2 = 0,62$ bzw. $r^2 = 0,58$ gefunden. Mit zunehmender Laktationszahl und fortschreitender Laktationsdauer erhöht sich die Aussagekraft der RFD zum Körperfettgehalt. Gegenüber der Lebendmasse gestattet die

RFD auch bei Kühen der 1. und 2. Laktation sowie frischlaktierenden Tieren eine sichere Beurteilung der Körperkondition.

Die Nutzung multipler Regressionsmodelle verspricht im Vergleich zu den Einzelparametern keine wesentliche Verbesserung in der Aussage zum Körperfettgehalt. Für die RFD in Kombination mit der Lebendmasse wird gegenüber der RFD als alleinigen Parameter eine leichte Verbesserung des Bestimmtheitsmaßes von $r^2 = 0,62$ auf $r^2 = 0,69$ beobachtet.

Zwischen dem durch Extrapolation ermittelten Harnstoffverteilungsraum (61,7 %) und dem Gesamtkörperwasser (61,1 %) sowie den daraus kalkulierten Körperfettgehalten besteht gute Übereinstimmung. Für die Kalkulation des Körperfettgehaltes über den extrapolierten Harnstoffverteilungsraum ergibt sich jedoch keine Verringerung des Zeit- und Arbeitsaufwandes im Vergleich zur Standardmethode mit Antipyrin.

Zwischen der visuell bzw. palpatorisch geschätzten und gemessenen RFD wird ein hochsignifikantes Bestimmtheitsmaß von $r^2 = 0,85$ festgestellt. Bereits nach kurzer Einarbeitungszeit ist die Schätzung der RFD bei Milchkühen mit ausreichender Genauigkeit möglich. Beachtung muß der negativen Beeinflussung der Schätzgenauigkeit in Abhängigkeit vom Konditionszustand des Tieres geschenkt werden. Schlecht konditionierte Kühe mit einer RFD ≤ 10 mm werden überschätzt, gut und sehr gut konditionierte Kühe mit einer RFD > 24 mm werden unterschätzt. Zur Sicherung einer akzeptablen Schätzgenauigkeit ist daher die ergänzende Kontrollmessung bei sehr mageren und sehr fetten Tieren von besonderer Bedeutung.

6. Summary

Olaf Wappler

Comparing tests on the subject of urea space, live weight and dorsal fat thickness to the body fat content of dairy cows

In two experiments on a total of 95 cows (25 Holstein-Friesian, 64 Schwarzbuntes Milchrind) tests were made to determine the urea space 12 minutes after intravenous administration of a defined amount of urea (HVR_{12}), live weight and dorsal fat thickness, also to determine the body fat content investigated by the estimation of total body water with antipyrine. Further to this followed tests of similar nature between visually respectively palpatorially estimated and measured dorsal fat thickness. The results of the tests were analysed dependent on tests of: number of lactation, state of lactation, breed, day of weighing and condition.

The HVR_{12} is unsuitable for estimation of body fat content of dairy cows. There is no connection between the absolute body fat content and the absolute HVR_{12} . Between the relative body fat content and the relative HVR_{12} combined with $r^2 = 0,12$ a low significant measure of accuracy is established.

The statement of the live weight compared with body fat content is limited. Between the absolute respectively relative body fat content and the live weight combined with $r^2 = 0,34$ and $r^2 = 0,16$ significant relationships are established. With animals of the 1st and 2nd lactation, also the early and middle lactation, the live weight is unsuitable as a parameter to judge the body fat content. With cows of the 3rd lactation and late lactating cows the force of evidence rises increasingly. Compared to HVR_{12} , the live weight is more suitable to estimate the body fat content.

The dorsal fat thickness has a direct relationship to the body fat content. Of all three parameters the dorsal fat thickness supplies the best evidence. A significant connection of $r^2 = 0,62$ and $r^2 = 0,58$ can be found between the absolute respectively relative body fat content and the dorsal fat thickness. With increasing number of lactation and length of advanced lactation the force of evidence of dorsal fat thickness will increase in relation to the body fat content. Compared with the live weight, dorsal fat thickness permits cows of the 1st and 2nd lactation as well as early lactating animals a positive judgement of the body condition.

The utilization of multiple regression models promises - compared with single parameters - no substantial improvement of evidence regarding the body fat content, except the dorsal fat thickness combined with the live weight as opposed to the dorsal fat thickness as a single parameter, a slightly improved accuracy of $r^2 = 0,62$ to $r^2 = 0,69$ is achieved.

A certain agreement exists between, through extrapolation investigated urea space (61,7 %) and the total body water (61,1 %), also the therefrom calculated body fat content. The calculation of the body fat content relating to the extrapolated urea space achieves no improvement with reference to the time and expenditure of work in comparison with the standard method with antipyrine.

Between the visuell respectively palpatorial estimated and measured dorsal fat thickness a highly significant accuracy ($r^2 = 0,85$) is established. Soon after a short training period it is possible to estimate the dorsal fat thickness of dairy cows with sufficient accuracy. Attention must be paid to negative influence of the estimation accuracy, depending on the condition of the cows. Badly conditioned cows with a dorsal fat thickness ≤ 10 mm would be overrated, well and very well conditioned cows with a dorsal fat thickness more than 24 mm would be underestimated. To ensure an acceptable estimation of accuracy, the supplementary measure of control is therefore a special significance regarding very lean and very fat cows.

Literaturverzeichnis

1. Abdullah, A.Y., Purchas, R.W., Mc Cutcheon, S.N., Van Dinther, P.C. (1990): Plasma urea dilution patterns in Southdown ram lambs from high and low backfat selection lines.
Proceedings New Zealand Society Anim. Prod. 50, 105.
2. Agabriel, J., Decourtenay, M.B., Ollier, A. (1990): Utilisation de l'uree comme marqueur de l'eau corporelle chez des vaches Pie-noires.
Reprod. Nutr. Develop. Suppl. 2, 249.
3. Alraheem, S., Rashid, N., Aziz, D., Alkass, J., Aboud, K. (1992): Evaluation of urea dilution for estimating carcass composition in tailed sheep. Proceedings of the 38. international congress of meat science and technology. Clerant-Ferrand. France. 23.-28. 8., 859.
4. Ammerpohl, E. (1975): Die Antipyrineliminatio n bei der Ratte zur pharmakogenetischen Charakterisierung von Inzuchtstämmen.
Vet. Diss., Hannover.
5. Andrew, S.M., Waldo, D.R. (1988): Comparisons of the total weight, and water and dry matter contents of various body components and the prediction of empty body water by urea dilution in dairy cattle.
J. Dairy Sci. 71(Suppl.1), 185.
6. Andrew, S.M., Erdman, R.A., Waldo, D.R. (1995): Prediction of body composition of dairy cows at three physiological stages from deuterium oxide and urea dilution.
J. Dairy Sci. 78, 1083.
7. Andrew, S.M., Waldo, D.R., Erdman, R.A. (1994): Direct analysis of body composition of dairy cows at three physiological stages.
J. Dairy Sci. 77, 3022.
8. Arnold, J.W., Bertrand, J.K., Benyshek, L.L., Comerford, J.W. (1990) : Evaluation of carcass composition in a four-breed diallel among Simmental, Limousin, Polled Hereford and Brahman beef cattle.
J. Anim. Sci. 68, 1237.

9. Aziz, D.M., Sani, R.A. (1985):
Total body water measurement for estimation of body fat and lean body mass in cattle.
MARDI-Research-Bulletin 13, 98.
10. Bailey, C.B. (1986):
Growth of digestive organs and their contents in Holstein steers: Relation to body weight and diet.
Can. J. Anim. Sci. 66, 653.
11. Bailey, C.B., Balch, C.C. (1961):
Saliva secretion and its reaction to feeding in cattle. 1. The composition and rate of secretion of mixed saliva in the cow during rest.
Brit. J. Nutr. 15, 383.
12. Bakke, C.M., Bending, M., Aarbakke, I., Davies, D.S. (1974):
¹⁴C-Antipyrine as a model compound in the study of drug oxidation and enzyme induction in individual surviving rats.
Acta Pharmac. Tox. 35, 91.
13. Baranow-Baranowski, S., Janus, K., Jankowiak, D., Skrzypczak, W. (1989):
Methods for determining volume of total body water in calves. I. Attempts to use urea in determining total body water.
Zeszyty Naukowe Akademii Rolniczej W Szczecinie, Zootechnika 137, 79.
14. Barnes, C.D., Eltherington, L.G. (1966):
Drug dosage in laboratory animals. A handbook.
3rd ed., Univ. of Calif. Press, Berkeley and Los Angeles California.
15. Bartle, S.J., Kock, S.W., Preston, R.L., Wheeler, T.L., Davis, G.W. (1987):
Validation of urea dilution to estimate in vivo body composition in cattle.
J. Anim. Sci. 64, 1024.
16. Bartle, S.J., Males, J.R., Preston, R.L. (1983):
Evaluation of urea dilution as an estimator of body composition in mature cows.
J. Anim. Sci. 56, 410.
17. Bartle, S.J., Preston, R.L. (1986):
Plasma, rumen and urine pools in urea dilution determination of body composition in cattle.
J. Anim. Sci. 63, 77.
18. Bartle, S.J., Preston, R.L., McCann, M.A., Craddock, B.F. (1985):
Evaluation of urea dilution as an estimator of body composition in finishing lambs.
J. Anim. Sci. 61(Suppl.1), 265.

19. Bartle, S.J., Turgeon, O.A., Preston, R.L., Brink, D.R. (1988):
Procedural and mathematical considerations in urea dilution estimation of body composition in lambs.
J. Anim. Sci. 66, 1920.
20. Bas, P., Chillard, Y., Morand-Fehr, P., Schmidely, P., Sauvant, D. (1990):
Estimation in vivo de l'état d'engraissement des chèvres laitières à partir des méthodes de l'eau lourde ou de l'urée.
Reprod. Nutr. Develop. Suppl. 2, 253.
21. Bas, P., Morand-Fehr, P., Sauvant, D., Hervieu, J. (1988):
Prévision de l'eau corporelle de la chèvre laitière par injection d'urée.
Reprod. Nutr. Develop. 28, Suppl. 1, 185.
22. Bas, P., Schmidely, P., Sauvant, D., Morand-Fehr, P., Rouzeau, A. (1992):
Analyse des causes de surestimation de l'eau corporelle de la chèvre par l'espace de diffusion de l'urée.
Ann. Zootech. 41, 121.
23. Bass, J.J., Duganzich, D.M. (1980):
A note on effect of starvation on the bovine alimentary tract and its content.
Anim. Prod. 31, 111.
24. Baty, J.D., Price-Evans, D.A. (1973):
Norphenazone, a metabolite of phenazone in human urine.
J. Pharmacol. 25, 83.
25. Bauer, J. (1990):
Untersuchungen zur Anwendung der invasiven Rückenfettdickenmessung beim Rind.
Vet. Diss., Humboldt-Universität Berlin.
26. Bennett, G.L., Swiger, L.A., Preston, R.L., Cahill, V.R. (1982):
Evaluation of urea space and ultrasonic measurement as selection criteria for beef animal composition.
J. Anim. Sci. 54, 553.
27. Bensadoun, A., Niekerk, B.D.H., Paladines, O.L., Reid, J.T. (1962):
Evaluation of the combined use of antipyrine and N-acetyl-4-aminoantipyrine in predicting the body composition of sheep.
J. Anim. Sci. 21, 988.
28. Bentz, H. (1969):
Nutztiervergiftungen.
Gustav Fischer Verlag, Jena.

29. Bickhardt, K. (1992):
Kompendium der Allgemeinen Inneren Medizin und Pathophysiologie für Tierärzte.
Verlag Paul Parey, Berlin u. Hamburg.
30. Bird, P.R., Flinn, P.C., Cayley, J.W.D., Watson, M.J. (1982):
Body composition of live cattle and its prediction from fasted liveweight, triated water space and age.
Austr. J. Agric. Res. 33, 375.
31. Boda, K. (1980):
Quantifikation der Austauschprozesse des Harnstoffs zwischen dem Verdauungstrakt und Blut.
Archiv Tierernähr. 30, 155.
32. Braun, R.K., Donovan, G.A., Tran, T.Q., Shearer, J.K., Bliss, E.L., Webb, D.W., Beede, D.K., Harris, B. (1986):
Body condition scoring dairy cows as a herd management tool.
Comp. Cont. Educat. Pract. Vet. Food Anim. 8, F 62.
33. Brodie, B.B., Axelrod, J., Soberman, R., Levy, B.B. (1949):
The estimation of antipyrine in biological materials.
J. Biol. Chem. 179, 25.
34. Brodie, B.B. (1951):
Measurement of total body water.
Methods in Medical Research 4, 31.
35. Brodie, B.B., Axelrod, J. (1950):
The fate of antipyrine in man.
J. Pharmacol. Exp. Therap. 98, 97.
36. Byers, F.M. (1979):
Extraction and measurement of deuterium oxide at tracer levels in biological fluids.
Analyt. Biochem. 98, 208.
37. Chalupa, W. (1984):
Discussion of protein symposium.
J. Dairy Sci. 67, 1134.
38. Cheng, K.-J., Costerton, J.W. (1980):
Adherent rumen bacteria - their role in the digestion of plant materials, urea and epithelial cells.
In: Ruckebusch, Y., Thivend, P. (Eds.): Digestive physiology and metabolism in ruminants.
MTP Press Ltd., Lancaster, 227.

39. Cheng, K.-J., Wallace, R.J. (1979):
The mechanism of passage of endogenous urea through the rumen wall and the role of ureolytic epithelial bacteria in the urea flux.
Brit. J. Nutr. 42, 553.
40. Chigaru, P.R.N., Holness, D.H. (1983):
Estimation of body water and fat in cattle using triated water space and live weight with particular reference to the influence of breed.
J. Agric. Sci., Cambr. 101, 257.
41. Chigaru, R.R.N., Hopley, J.D.H., Mandura, L., Holness, D.R. (1979):
Estimation of body composition in live cattle.
Rhodesian Division of Livestock and Pastures Annual Report 1977-78, 177.
42. Cianzio, D.S., Topel, D.G., Whitehurst, G.B., Beitz, D.C., Self, H.L. (1982):
Adipose tissue growth in cattle representing two frame sizes: Distribution among depots.
J. Anim. Sci. 55, 305.
43. Clawson, A.J., Sheffy, B.E., Reid, J.T. (1955):
Some effects of feeding chlortetracycline upon the carcass characteristics and the body composition of swine and a scheme for the resolution of the body composition.
J. Anim. Sci. 14, 1122.
44. Cuparencu, B., Grosu, T., Tomus, L., Birsan, E.T. (1961):
Untersuchungen über die pharmakologische Wirkung des Harnstoffes auf den kardio-vaskulären Apparat.
Acta Biol. Med. Germ., Bd. 6, 123.
45. Dalton, R. (1964):
Measurement of body water in calves.
Brit. Vet. J. 120, 378.
46. De Backer, P., Belpaire, F.M., Bogaert, M.G., Debackere, M. (1982):
Pharmakokinetics of sulfamerazine and antipyrine in neonatal and young lambs.
Am. J. Vet. Res. 43, 1744.
47. Decker, P., Hill, H., Gärtner, K., Hörnicke, H. (1961):
Über die Wiederverwertung des Körperharnstoffes im Pansen des Wiederkäuers nach Versuchen mit ¹⁴C-Harnstoff an der Ziege.
Dt. Tierärztl. Wschr. 67, 539.
48. Degen, A.A., Young, B.A. (1980):
Live weight, total body water and maternal body solid changes in pregnant and lactating beef cows.
J. Agric. Sci. 95, 1.

49. Depelchin, B.O., Bloden, S., Michaux, C., Ansay, M. (1988):
Effect of age, sex and breed on antipyrine disposition in calves.
Res. Vet. Sci. 44, 135.
50. Donovan, H., Brenner, O. (1930):
The influence of the intravenous injection of urea on the exchange of substances
between the blood and the tissues.
Brit. J. Exp. Pathol. 11, 419.
51. Doreau, M., Geerken, C.M., Robelin, J. (1988):
Utilisation de l'uree comme marqueur de l'eau corporelle c chez la vache, en
compensation avec l'eau lourde.
Reprod. Nutr. Develop. 28, Suppl. 1, 183.
52. Dunshea, F.R., Bell, A.W., Chandler, K.D., Trigg, T.E. (1988):
A two-pool model of triated water kinetics to predict body composition in unfasted
lactating goats.
Anim. Prod. 47, 435.
53. Dunshea, F.R., Bell, A.W., Trigg, T.E. (1990):
Body composition changes in goats during early lactation estimated using a two-
pool model of triated water kinetics.
Brit. J. Nutr. 64, 121.
54. Eckart, K. (1980):
Bestimmung des Harnstoffgehaltes in der Milch. Ein Beitrag zur Beurteilung der
Protein- und Energieversorgung bei Kühen.
Vet. Diss., München.
55. Ehrhardt, G., Ruschig, H. (1972):
Arzneimittel - Entwicklung, Wirkung, Darstellung.
2. Aufl., Verlag Chemie Gmb H, Weinheim.
56. Ellenberger, H.B., Newlander, J.A., Jones, C.H. (1950):
Composition of the bodies of dairy cattle.
Agric. Exp. Stat., Univ. of Vermont, Bull. 558, 9.
57. Engelhardt, W. von, Nickel, W. (1965):
Die Permeabilität der Pansenwand für Harn stoff, Antipyrin und Wasser.
Pflügers Archiv 286, 57.
58. Erbersdobler, H., Zucker, H. (1980):
Harnstoffgehalt der Milch - ein Indikator der Proteinversorgung von Milchkühen.
Kraftfutter 63, 10.

59. Farber, S.J., Soberman, R.J. (1956):
Total body water and exchangeable sodium in edematous states due to cardiac, renal or hepatic disease.
J. Clin. Invest. 35, 779.
60. Fekry, A.E., Salem, O.A.I., Rakha, G.M. (1989):
Effect of feeding some agro-industrial by-products on body composition and physiological parameters of fat tailed sheep.
Proceedings of the international symposium on the constraints and possibilities of ruminant production in the dry subtropics. Kairo. 5.-7. 11. 1988, 74.
61. Ferrell, C.L., Jenkins, T.G. (1984):
Relationships among various body components of mature cows.
J. Anim. Sci. 58, 222.
62. Foot, J.Z., Tulloh, N.M. (1977):
Effects of two paths of live-weight change on the efficiency of feed use and on the body composition of Angus steers.
J. Agric. Sci., Camb. 88, 135.
63. Forth, W., Henschler, D., Rummel, W. (1990):
Pharmakologie und Toxikologie.
5. Aufl., Wissenschaftsverlag Mannheim/Wien/Zürich.
64. Friars, G.W., Becker, W.A., Spencer, J.V. (1984):
In vivo prediction of abdominal fat in chickens using plasma urea nitrogen changes.
Poultry Sci. 63, 816.
65. Gad, S.M., Preston, R.L. (1990):
In vivo prediction of extracellular and intracellular water in cattle and sheep using thiocyanate and urea.
J. Anim. Sci. 68, 3049.
66. Gärtner, K. (1962):
Untersuchungen über die Größe des Verteilungsraumes von Harnstoff bei Ziegen.
Z. Tierphysiol., Tierernähr., Futtermittelkd. 16, 331.
67. Geerken, C., Doreau, M., Boulot, S. (1988):
The use of urea as a marker of body water in the nursing foal.
Reprod. Nutr. Develop. 28 (2 A), 257.
68. Geerken, C.M., Herrera, F.R. (1990):
The utilization of the urea space for the estimation of the body fat in dry cows.
Cuban J. Agric. Sci. 24, 299.

69. Gresham, J.D., Holloway, J.W., Butts, W.T., Mc Curley, J.R. (1986):
Prediction of mature cow carcass composition from live animal measurement.
J. Anim. Sci. 63, 1041.
70. Haecker, T.L. (1920):
Investigations in beef production.
Minn. Agric. Exp. Sta., Bull. 193.
71. Halec, E. (1961):
The distribution of urea between tissues and plasma.
Federation Proceedings 20, 75.
72. Hammond, A.C., Rumsey, T.S., Haaland, G.L. (1984):
Estimation of empty body water in steers by urea dilution.
Growth 48, 29.
73. Hammond, A.C., Rumsey, T.S., Haaland, G.L. (1988):
Estimation of empty body components in steers by urea dilution.
J. Anim. Sci. 66, 354.
74. Hammond, A.C., Waldo, D.R. (1985):
Prediction of body composition in growing Holstein steers using urea space.
J. Anim. Sci. 61 (Suppl. 1), 447.
75. Hammond, A.C., Waldo, D.R., Rumsey, T.S. (1990):
Prediction of body composition in Holstein steers using urea space.
J. Dairy Sci. 73, 3141.
76. Harmeyer, J., Martens, H. (1980):
Aspects of urea metabolism in ruminants.
J. Dairy Sci. 63, 1707.
77. Harmeyer, J., Varady, J., Birck, R. (1973a):
Kinetische Parameter des Harnstoff-Stoffwechsels kleiner Wiederkäuer bei
Fütterung und bei Hunger.
Arch. Tierernähr. 23, 461.
78. Harmeyer, J., Varady, J., Birck, R., Martens, H. (1973b):
Der Harnstoffverteilungsraum bei kleinen Wiederkäuern bei Fütterung und bei
Hunger.
Arch. Tierernähr. 23, 537.
79. Hartmann, H., Meyer, H. (1994):
Klinische Pathologie der Haustiere.
Gustav Fischer Verlag, Jena u. Stuttgart.

80. Hauschild, F. (1973):
Pharmakologie und Grundlagen der Toxikologie.
VEB Georg Thieme Verlag, Leipzig.
81. Hecker, J.F. (1971):
Metabolism of nitrogenous compounds in the large intestine of sheep.
Brit. J. Nutr. 25, 85.
82. Hill, H. (1966):
Die Anwendung von künstlichen Radioisotopen zum Studium des N-Stoffwechsels
im Pansen und von Passagevorgängen N-haltiger Stoffe durch die Pansenwand bei
Wiederkäuern.
Dt. Tierärztl. Wschr. 73, 257.
83. Hörnicke, H. (1961):
Methoden zur Bestimmung der Körperzusammensetzung lebender Tiere unter
besonderer Berücksichtigung des Schweines. II. Übersicht über die bisher
angewandten Methoden.
Z. Tierphysiol., Tierernähr., Futtermittelkd. 16, 267.
84. Hörnicke, H. (1966):
Methoden zur Bestimmung der Körperzusammensetzung am lebenden Tier.
Z. f. Tierzüchtung und Züchtungsbiologie 82, 169.
85. Hogan, J.P. (1975):
Quantitative aspects of nitrogen utilization in ruminants.
J. Dairy Sci. 58, 1164.
86. Houpt, T.R. (1959):
Utilization of blood urea in ruminants.
Am. J. Physiol. 197, 115.
87. Houpt, T.R., Houpt, K.A. (1968):
Transfer of urea nitrogen across the rumen wall.
Am. J. Physiol. 214, 1296.
88. Houseman, R.A. (1972):
Studies of methods of estimating body composition in living pigs.
Thesis, Edingburgh University, UK.
89. Huffman, D.H., Shoeman, D.W., Azernoff, D.I. (1973):
Correlation of plasma elimination of antipyrine and their appearance of 4-hydroxy-
antipyrine in the urine of man.
Biochem. Pharmacol. 23, 197.

90. Hughes, J.G. (1976):
Short-term variation in animal live weight and reduction of its effect in weighing.
Anim. Breed. Abstr. 44, 111.
91. Hungate, R.E., Phillips, G.D., Mc Gregor, A., Hungate, D.P., Beuchner, H.K. (1959):
Microbial fermentation in certain animals.
Science 130, 1192.
92. Huth, F.-W., von Schutzbar, W., Bartsch, D., Pasierbski, Z. (1988):
Ursachen und Wirkung der Gewichtsvariationen beim Rind.
Landbauforschung Völkenrode, Sonderheft 96, 146.
93. Iqbal, T., Nawaz, M., Ahmad, M., Mateen, A. (1986):
Disposition kinetics and renal clearance of exogenous urea in goats.
Pakistan Vet. J. 6, 185.
94. Jeroch, H. (1986):
Vademekum der Fütterung.
2. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena.
95. Jesse, G.W., Thompson, G.B., Clark, J.L., Hedrick, H.B., Weimer, K.G. (1976):
Effects of ration energy and slaughter weight on composition of empty body and carcass gain of beef cattle.
J. Anim. Sci. 43, 418.
96. Johri, C.B., Ranjhan, S.K. (1983):
Use of ¹⁴C-urea for body water determination in young buffalo-calves (*Bubalus bubalis*).
Indian J. Anim. Sci. 53, 316.
97. Johri, C.B., Ranjhan, S.K., Bhargava, B., Singh, U.B. (1973):
A note on the measurement of entry rates of urea and its degradation in buffaloes through single injection isotope-dilution technique.
Indian J. Anim. Sci. 43, 974.
98. Jones, A.W., Hahn, R.G., Stallberg, H.P. (1992):
Pharmacokinetics of ethanol in plasma and whole blood: Estimation of total body water by the dilution principle.
Europ. J. Clin. Pharmacol. 42, 445.
99. Jones, S.D.M., Walton, J.S. (1981):
Urea space and fat thickness as predictors of beef carcass composition.
Can. J. Anim. Sci. 61, 1088.

100. Jones, S.D.M., Walton, J.S., Wilton, J.W., Szkotnicki, J.E. (1982):
The use of urea dilution and ultrasonic thickness to predict the carcass composition of live lambs and cattle.
Can. J. Anim. Sci. 62, 371.
101. Juhasz, B. (1970):
Stickstoffumsatz im Pansen und im Intermediärstoffwechsel des Wiederkäuers.
Wiss. Zeitschr. der Humboldt-Universität zu Berlin, Math.-Nat. R. XIX, 19.
102. Kempster, A.J. (1981):
Fat partition and distribution in the carcasses of cattle, sheep and pigs.
Meat Science 5, 83.
103. Kempster, A.J. (1986):
Correlations between indirect and direct measurements of body composition.
Proc. Nutr. Soc. 45, 55.
104. Kennedy, P.M., Milligan, L.P. (1980):
The degradation and utilization of endogenous urea in the gastrointestinal tract of ruminants: a review.
Can. J. Anim. Sci. 60, 205.
105. Keys, A., Brozek, J. (1953):
Body fat in adult man.
Physiol. Rev. 33, 245.
106. Klawuhn, D. (1989):
Vergleichende Untersuchungen zur Aussage der Rückenfettdickenmessung und dem über das Gesamtkörperwasser bestimmten Körperfettgehalt bei Milchkühen.
Vet. Diplomarbeit, Humboldt-Univ. Berlin.
107. Klawuhn, D. (1992):
Vergleich der Rückenfettdicke mit dem über die Gesamtkörperwasserbestimmung ermittelten Körperfettgehalt bei Rindern.
Vet. Diss., Humboldt-Universität Berlin.
108. Kock, S.W., Preston, R.L. (1979):
Estimation of bovine carcass composition by the urea dilution technique.
J. Anim. Sci. 48, 319.
109. Kornberg, H.L., Davies, R.E., Wood, D.R. (1952):
Measurement of total body water with urea.
Nature 169, 502.

110. Kraybill, H.F., Hankins, O.G., Bittner, H.L. (1951):
Body composition of cattle. I. Estimation of body fat from measurement in vivo of body water by use of antipyrine.
J. Appl. Physiol. 3, 681.
111. Krebs, H.-A., Henseleit, K. (1932):
Untersuchungen über die Harnstoffbildung im Tierkörper.
Hoppe-Seyler's Z. Physiol. Chem. 210, 33.
112. Kühnert, M. (1991):
Veterinärmedizinische Toxikologie.
Gustav Fischer Verlag Jena, Stuttgart.
113. Lee, B.K., Crooker, B.A., Chester-Jones, H. (1992):
Body composition of Holstein heifers from 4 to 12 month of age: Comparison of urea dilution and direct chemical composition.
J. Anim. Sci. 70, Suppl. 1, 197.
114. Leifer, E., Roth, L.J., Hempelmann, L.H. (1948):
Metabolism of ¹⁴C-labeled urea.
Science 108, 748.
115. Little, D.A., Mc Lean, R.W. (1981):
Estimation of the body chemical composition of live cattle varying widely in fat content.
J. Agric. Sci., Cambr. 96, 213.
116. Little, D.A., Morris, J.G. (1972):
Prediction of the body composition of live cattle.
J. Agric. Sci., Cambr. 78, 505.
117. Löschner, U. (1994):
Untersuchungen zur visuellen und palpatorischen Schätzung der RFD zur Objektivierung der Körperkonditionsbeurteilung bei Milchrindern.
Vet. Diss., Freie Universität Berlin.
118. Lührs, F. (1974):
Körperfettbestimmung beim lebenden Tier mit Hilfe von DDE.
Diss., Kiel.
119. Manston, R., Rowlands, G.J., Little, W., Collis, K.A. (1981):
Variability of the blood composition of dairy cows in relation to time of day.
J. Agric. Sci., Cambr. 96, 593.
120. Mc Donald, I.W. (1952):
The role of ammonia in ruminal digestion of protein.
Biochem. J. 51, 86.

121. Mc Kay, R.M., Rahnefeld, G.W., Weis s, G.M., Fredeen, H.T., Lawson, J.E. (1989):
Live body measurements in ten first crosses of cows raised in two enviroments.
Can. J. Anim. Sci. 69, 69.
122. Meissner, H.H. (1976):
Urea space versus triated water space as on in vivo predictor of body water and body fat.
S. Afric. J. Anim. Sci. 6, 171.
123. Meissner, H.H., Van Staden, J.H., Pretorius, E. (1980):
In vivo estimation of body composition in cattle with tritium and urea dilution. I. Accuracy of prediction equations for the whole body.
S. Afr. J. Anim. Sci. 10, 165.
124. Meydani, M., Greenblatt, D.J. (1990):
Influence of vitamin E supplementation on antipyrine clearance in the Cebus monkey.
Nutr. Res. (USA). 10, 1045.
125. Meyer, D.J. (1996):
Hepatic tests: Reflections of hepatobiliary physiology.
Proceedings of WALTHAM Symposium - Liver disease, Birmingham, 1996.
126. Miguet, J.P., Allemand, H., Johanne, D., Dhumeaux, D. (1978):
La clairance de l'antipyrine: Un test pour apprecier la fonction hepatique d'oxydation des medicament s.
Nouv. Pess Med. 7, 4209.
127. Mitchell, A.D., Steele, N.C. (1987):
Comparison of urea space, deuterium oxide space and body composition in growing pigs.
Growth 51, 118.
128. Moulton, C.R. (1923):
Age and chemical development in mammals.
J. Biol. Chem. 57, 79.
129. Murray, J.A. (1922):
The chemical composition of animal bodies.
J. Agric. Sci. 12, 103.
130. Naumann, J., Neumann, G., Schmoranzer, A. (1983):
Der Einfluß einer unterschiedlich starken Hämolyse auf chemisch-klinische Parameter des Schweines.
Mh. Vet. Med. 38, 131.

131. Neuer, R. (1993):
Experimentelle Untersuchungen zum Energie- und Fettstoffwechsel der Milchkuh während der Trockenstehperiode und in der Früh lactation unter besonderer Berücksichtigung der Rückenfettdicke.
Vet. Diss., Freie Universität Berlin.
132. Nolan, J. V., Leng, R.A. (1972):
Dynamic aspects of ammonia and urea in sheep.
Brit. J. Nutr. 42, 177.
133. Obara, Y., Shimbayashi, K. (1980a):
The appearance of re-cycled urea in the digestive tract of goats during the final third of a once daily feeding of a low-protein ration.
Brit. J. Nutr. 44, 295.
134. Obara, Y., Shimbayashi, K. (1980b):
The pathway of transfer of blood urea into the rumen and its quantitative relationship in goats with empty rumen.
Jap. J. Zootechn. 51, 347.
135. Oltner, R., Wiktorsson, H. (1983):
Urea concentrations in milk and blood as influenced by feeding varying amounts of proteins and energy to dairy cows.
Livestock Prod. Sci. 10, 457.
136. Osserman, E.F., Pitts, G.C., Welham, G.C., Behnke, A.R. (1950):
In vivo measurement of body fat and body water in a group of normal man.
J. Appl. Physiol. 2, 633.
137. Pace, N., Rathbun, E.N. (1945):
Studies on body composition. III. The body water and chemically combined nitrogen content in relation to fat content.
J. Biol. Chem. 158, 6805.
138. Packett, L.V., Groves, T.D.D. (1965):
Urea recycling in the ovine.
J. Anim. Sci. 24, 341.
139. Painter, E.E. (1938):
Simultaneous determinations of the body water available for dilution of exogenous urea and sulfanilamide in unanesthetized dogs.
Am. J. Physiol. 123, 59.
140. Painter, E.E. (1940):
Total body water in the dog.
Am. J. Physiol. 129, 744.

141. Panaretto, B.A. (1963):
Body composition in vivo. I. The estimation of total body water with antipyrine and the relation of total body water to total body fat in rabbits.
Austr. J. Agric. Res. 14, 594.
142. Panaretto, B.A., Till, A.R. (1963):
Body composition in vivo. II. The composition of mature goats and its relationship to the antipyrine, triated water and N-acetyl-4-aminoantipyrine spaces.
Austr. J. Agric. Res. 14, 926.
143. Partschefeld, M., Jahreis, G., Scheinpflug, G., Junkers, F. (1982):
Die Milchwahnhstoffkonzentration - Indikator einer ausgewogenen Energie- und Proteinversorgung bei Milchkühen.
Mh. Vet. Med. 37, 902.
144. Pawan, G.L.S. (1956):
Total body water in obesity.
Biochem. J. 63, 12.
145. Piatkowski, B. (1980):
Zur Wirkung von Harnstoff in Rationen für Hochleistungskühe.
Arch. Tierernähr. 30, 553.
146. Prescott, L.F., Adjedon-Jomoah, K.K., Roberts, E. (1973):
Rapid gas-liquid chromatographic estimation of antipyrine in plasma.
J. Pharmacol. 25, 205.
147. Preston, R.L., Kock, S.W. (1973):
In vivo prediction of body composition in cattle from urea space measurements.
Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 143, 1057.
148. Pronina, V.V. (1988):
Estimate of of body make-up in cattle by means of N-acetyl-4-aminoantipyrine.
Sov. Agric. Sci, 6, 49.
149. Ralls, O. (1943):
Urea is not equally distributed between the water of the blood cells and that of the plasma.
J. Biol. Chem. 151, 529.
150. Reid, J.T., Balch, C.C., Glascock, R.F. (1958):
The use of tritium, antipyrine and N-acetyl-4-aminoantipyrine in the measurement of body water in living rabbits .
Brit. J. Nutr. 12, 43

151. Reid, J.T., Bensadoun, A., Paladines, O.L., van Niekerk, B.D.H. (1963):
Body water estimations in relation to body composition and indirect calorimetry in ruminants.
Annals of the New York Academy of Sciences 110, 327.
152. Reid, J.T., Wellington, G.H., Dunn, H.O. (1955):
Some relationships among the major chemical components of the bovine body and their application to nutritional investigations.
J. Dairy Sci. 38, 1344.
153. Rieckhoff, T. (1992):
Aussage der Gesamtkörperwasserbestimmung und der Rückenfettdickenmessung zum Körperfettgehalt der Milchkuh.
Vet. Diss., Humboldt-Universität Berlin.
154. Robelin, J. (1973):
Estimation de la composition corporelle des animaux a partir des espaces de diffusion de l'eau marquée.
Ann. Biol. Anim. Biophys. 13, 285.
155. Robelin, J. (1986):
Bases physiologique de la production de viande: Croissance et developement des bovines.
In: Micol, D.: Production de viande bovine. INRA, Paris, 35.
156. Ross, J.G., Preston, R.L., Bartle, S.J. (1992):
Evaluation of sodium thiosulfate as an extracellular water marker in cattle.
J. Anim. Sci. 70, 434.
157. Rule, D.C., Arnhold, R.N., Hengtes, E.J., Beitz, D.C. (1986):
Valuation of urea dilution as a technique for estimating body composition of beef steers in vivo: Validation of published equations and comparison with chemical composition.
J. Anim. Sci. 63, 1935.
158. San Pietro, A., Rittenberg, D. (1953):
A study of the rate of protein synthesis in humans. I. Measurement of the urea pool and urea space.
J. Biol. Chem. 201, 445.
159. Schäfer, B. (1990):
Das Statgraphics Arbeitsbuch.
Verlag des Antiquariats Schäfer, Bad Karlshafen.
160. Schloerb, P.R. (1960):
Total body water distribution of creatinine and urea in nephrectomized dogs.
Am. J. Physiol. 199, 661.

161. Schmidely, P., Bas, P., Rouzeau, A. (1990):
Utilisation de l'espace de diffusion de l'uree pour predire in vivo l'eau corporelle chez le chevreau nourri au lait.
Reprod. Nutr. Develop. Suppl. 2, 251.
162. Schmidely, P., Bas, P., Rouzeau, A. (1992):
Analyse compartimentale du biais de l'estimation de l'eau corporelle par l'espace de diffusion de l'uree chez le chevreau alimente au lait.
Ann. Zootech. 41, 119.
163. Schmidt-Nielsen, B., Osaki, H., Murdaugh, H.V., O'Dell, R. (1958):
Renal regulation of urea excretion in sheep.
Am. J. Physiol. 104, 221.
164. Schulz, L.-C. (1991):
Pathologie der Haustiere. Teil I: Organveränderungen.
Gustav Fischer Verlag, Jena.
165. Schwendenwein, I. (1995):
Selektive Labordiagnostik nichtinfektiöser Erkrankungen.
Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart.
166. Sekine, J., Fujita, K., Asahida, Y. (1992):
A prediction of body water compartments of growing cattle in vivo.
Australasian. J. Anim. Sci., 5, 7.
167. Shebaite, M.K. (1977):
Evaluation of water concept for in vivo body composition.
World Rev. Anim. Prod. 8, 65.
168. Sheng, H.P., Huggins, R.A. (1979):
A review of body composition studies with emphasis on total body water and fat.
Am. J. Clin. Nutr. 32, 630.
169. Soberman, R.J. (1950):
Use of antipyrine in measurement of total body water in animals.
Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 74, 789.
170. Soberman, R.J., Brodie, B.B., Levy, B.B., Axelrod, J., Hollander, V., Steele, J.M. (1949):
The use of antipyrine in the body measurement of total body water in man.
J. Biol. Chem. 179, 31.
171. Somers, M. (1961):
Factors influencing the secretion of nitrogen in sheep saliva. 1. The distribution of nitrogen in the mixed and parotid saliva of sheep.
Austr. Exp. Biol. 39, 111.

172. Srikantia, S.G., Gopalan, C. (1957):
Validity of the urea method for estimating total body water in malnutrition.
Lancet 23, 1037.
173. Staufenbiel, R. (1993):
Energie- und Fettstoffwechsel des Rindes unter besonderer Berücksichtigung der
Messung der Rückenfettdicke und der Untersuchung von Fettgewebe.
Habilitationsschrift, Berlin.
174. Staufenbiel, R., Beilig, S., Wolf, J., Rossow, N. (1989):
Eignung der Untersuchungsgrößen des Energie- und Fettstoffwechsels zur
Einzeltiercharakterisierung von Milchkühen.
Mh. Vet. Med. 44, 637.
175. Staufenbiel, R., Rossow, N., Jacobi, U. (1987):
Zur Milchproduktion aus der Sicht des Energie- und Fettstoffwechsels.
Berichte Humboldt-Universität Berlin 7, Heft 11, 26.
176. Staufenbiel, R., Rossow, N., Staufenbiel, B., Bauer, J. (1990):
Untersuchungsgrößen des Energie- und Fettstoffwechsels beim Rind.
Symposiumsbericht Energie- und Fettstoffwechsel der Milchkühe,
Humboldt-Universität Berlin, Vet. med. Fakultät, 23. u. 24. 10. 1990, 26.
177. Staufenbiel, R., Wiedemann, F. (1987):
Zur Bedeutung des über die Gesamtkörperwasserbestimmung ermittelten
Fettgehaltes im Tierkörper und die Rückenfettdickenmessung beim Rind.
Berichte Humboldt-Universität Berlin 7, Heft 11, 40.
178. Stevens, C.E., Argenzio, R.A., Clemens, E.T. (1980):
Microbial digestion: rumen versus large intestine.
In: Ruckebusch, Y., Thivend, P. (Eds.): *Digestive physiology and metabolism in
ruminants.*
MTP Press Ltd., Lancaster, 685.
179. Symonds, H.W., Mather, D.L., Collis, K.A. (1981):
The maximum capacity of the liver of the adult dairy cow to metabolize ammonia.
J. Nutr. 46, 481.
180. Thornton, R.F., Wilson, B.W. (1972):
Factors affecting the urinary excretion of urea nitrogen in cattle. III. High plasma
nitrogen concentrations.
Austr. J. Agric. res. 23, 727.
181. Vesell, E.S., Page, J.G. (1968):
Genetic control of drug levels in man: Antipyrine.
Science 161, 72.

182. Vesell, E.S., Lee, C.J., Passananti, G.T., Shively, C.A. (1973):
Relationship between plasma antipyrine half-lives and hepatic microsomal drug metabolism in dogs.
Pharmacology 10, 317.
183. Waltner, S.S., Mc Namara, J.P., Hillers, J.K., Brown, D.L. (1994):
Validation of indirect measures of body fat in lactating cows.
J. Dairy Sci. 77, 2570.
184. Weber, E. (1980):
Grundriß der biologischen Statistik.
Gustav Fischer Verlag, Jena.
185. Wellington, G.H., Reid, J.T., Bratzler, L.J., Miller, J.J. (1956):
Use of antipyrine in nutritional and meat studies with cattle.
J Anim. Sci. 15, 76.
186. Whithehair, C.K. (1989):
Urea (ammonia) toxicosis in cattle.
Bovine Practitioner 24, 67.
187. Wiedemann, F. (1984):
Zur Bestimmung des Gesamtkörperwassers bei Rindern mit Pyrazolonderivaten.
Vet. Diplomarbeit, Humboldt-Univ. Berlin.
188. Wiedemann, F. (1989):
Untersuchungen zur Rückenfettdicke und dem über das Gesamtkörperwasser bestimmten Körperfettgehalt bei weiblichen Jungrindern und Jungkühen.
Vet. Diss., Humboldt-Univ. Berlin.
189. Williams, C.B., Keele, J.W., Waldo, D.R. (1992):
A computer model to predict empty body weight in cattle from diet and animal characteristics.
J. Anim. Sci. 70, 32, 15.
190. Witkamp, R.F., Lohuis, J.A., Nijmeijer, S.M., Kolker, H.J., Noordheek, J., Van Miert, A.S. (1991):
Species- and sex-related differences in the plasma clearance and metabolite formation of antipyrine. A comparative study in four animal species.
Xenobiotica 21, 1483.
191. Yoshimura, H., Shimeno, H., Tsakamoto, H. (1971):
Metabolism of drugs. LXX. Further studies on antipyrine metabolism.
Chem. Pharmacol. Bull., Tokyo 19, 41.

192. Zorita, E., Schaff, H., Gädeken, D., Oslage, H.J. (1986):
Untersuchungen zum Einfluß wechselnder Energie- und Proteinversorgung auf den
Energieumsatz und die renale Ausscheidung von Metaboliten des
Proteinstoffwechsels bei Schafen.
Z. Tierphysiol., Tierernähr., Futtermittelkd. 56, 151.