

Institut für Tierernährung der Vetsuisse-Fakultät Universität Zürich

Direktor: Prof. Dr. M. Wanner

(Arbeit unter Leitung von Dr. Brigitta Wichert)

**Einfluss unterschiedlicher Proteinqualität und –quantität auf die
Zusammensetzung und den Energiegehalt des Urins bei der Katze**

Inaugural-Dissertation

zur Erlangung der Doktorwürde der
Vetsuisse-Fakultät Universität Zürich

vorgelegt von

Monica Isenegger

Tierärztin

von Schüpfheim & Littau, LU, Schweiz

genehmigt auf Antrag von

Prof. Dr. M. Wanner, Referent

Prof. Dr. Christine Iben, Korreferentin

Zürich, 2008

INHALTSVERZEICHNIS

1. ZUSAMMENFASSUNGEN

1.1. Zusammenfassung	1
1.2. Summary	2

2. EINLEITUNG

2.1. Ziel der Arbeit	3
2.2. Proteinstoffwechsel	3
2.2.1. Proteinquellen	3
2.2.2. Proteinverdaulichkeit und –verwertung	4
2.3. Aminosäuren	5
2.3.1. Arginin	10
2.3.2. Taurin	12
2.3.3. Phenylalanin	15
2.3.4. Valin	15
2.3.5. Felinin	16
2.4. Stickstoffbilanz	16
2.5. Proteinbedarf	17
2.6. Urin	20
2.6.1. Spezifisches Gewicht des Urins	21
2.6.2. Protein im Urin	21
2.6.3. Stickstoff im Urin	23
2.6.4. Taurin im Urin	23
2.7. Energie im Futter, Urin und Kot	24

3. TIERE, MATERIAL UND METHODEN

3.1. Versuchstiere	26
3.2. Versuchsplanung	26

3.2.1. Angewöhnungsphase	26
3.2.2. Versuchsphase	27
3.3. Material	28
3.3.1. Katzentoiletten	28
3.4. Futter und Fütterung	29
3.5. Probeentnahmen	30
3.5.1. Urinsammlung	30
3.5.2. Kotsammlung	31
3.5.3. Futterproben	31
3.6. Analysen	31
3.6.1. Weender-Analyse	31
3.6.2. Bruttoenergie	33
3.6.3. Stickstoff- und Kohlenstoffgehalt	33
3.6.4. Ammoniak	34
3.6.5. Freie Aminosäuren	34
3.6.6. Protein, Kreatinin, Harnstoff	35
3.7. Berechnungen und Formeln	35
3.7.1. Bruttoenergie	35
3.7.2. Verdaulichkeit der Bruttoenergie	36
3.7.3. Verdauliche Energie	36
3.7.4. Umsetzbare Energie	36
3.7.5. Verdaulichkeit der einzelnen Nährstoffe	37
3.7.6. Stickstoffbilanz	38
3.8. Statistische Auswertung	38
4. RESULTATE	
4.1. Analyse der Rationen	39
4.1.1. Aminosäurenbestimmung	40
4.2. Allgemeine Beobachtungen	41
4.3. Futteraufnahme	41
4.4. Änderung der Körpermasse	42

4.5. Ergebnisse der Kotuntersuchungen	43
4.5.1. Kotmenge	43
4.5.2. Zusammensetzung	43
4.6. Verdaulichkeit des Rohproteins und der Bruttoenergie	46
4.7. Aufnahme an verdaulichem Rohprotein und verdaulicher Energie	47
4.8. Urinuntersuchungen	48
4.8.1. Urinmenge	48
4.8.2. Spezifisches Gewicht und Trockensubstanz	49
4.8.3. Stickstoff- und Kohlenstoffgehalt	49
4.8.4. Bruttoenergie	50
4.8.5. Totalprotein, Harnstoff, Kreatinin und Ammoniak	50
4.8.5.1. Freie Aminosäuren	52
4.9. Energiebilanz	52
4.10. Stickstoffbilanz	54
5. DISKUSION	
5.1. Kritik der Methodik	56
5.1.1. Versuchstiere	56
5.1.2. Futter	56
5.1.3. Kot- und Urinsammlung	58
5.1.4. Bilanzen	59
5.2. Vergleich der Rationen	59
5.2.1. Verdaulichkeiten	59
5.3. Berechnungen	61
5.3.1. Bruttoenergie	61
5.3.2. Verdauliche Energie	62
5.3.3. Umsetzbare Energie und Umsetzbarkeit der Energie	62
5.3.4. Veränderung der Körpermasse	64
5.3.5. Stickstoffbilanz	64
5.3.6. Ausscheidungen über den Urin	68
5.4. Harnenergie	73

Inhaltsverzeichnis

5.5. Schlussfolgerungen	75
6. LITERATURVERZEICHNIS	76
7. TABELLENANHANG	92
8. DANKSAGUNG	95
9. LEBENSLAUF	97

ABKÜRZUNGEN

Ala	Alanin	Met	Methionin
Arg	Arginin	MW	Mittelwert
Asp	Asparaginsäure	N	Stickstoff
BE	Bruttoenergie	n	Anzahl
C	Kohlenstoff	Nfe	Stickstoff-freie-Extraktstoffe
CH ₄	Methan	Phe	Phenylalanin
CO ₂	Kohlenstoffdioxid	Pro	Prolin
d	Tag	Ra	Rohasche
E	Energie	Rfa	Rohfaser
E _{ret}	Retinierte Energie	Rfe	Rohfett
g	Gramm	Rp	Rohprotein
Glu	Glutaminsäure	SD	Standardabweichung
Gly	Glycin	Ser	Serin
His	Histidin	SG	Spezifisches Gewicht
Ile	Isoleucin	sV	Scheinbare Verdaulichkeit
k(N)	Stickstoffverwertung	TF	Trockenfutter
Kg	Kilogramm	Thr	Threonin
KG	Körpergewicht	TS	Trockensubstanz
kJ	Kilojoule	Tyr	Tyrosin
KM	Körpermasse	UE	Umsetzbare Energie
Leu	Leucin	Val	Valin
LM	Lebendmasse	VE	Verdauliche Energie
Lys	Lysin	w	Weibliches Tier
m	Männliches Tier		

1. ZUSAMMENFASSUNGEN

1.1. Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit wurde der Einfluss von drei unterschiedlichen Proteinquellen (fettarmes Muskelfleisch Rind, Lunge Rind, Sojaproteinkonzentrat) und zwei unterschiedlichen Proteingehalten (20 % bzw. 60 % der Energie aus Protein) im Futters auf die Ausscheidung von freiem Stickstoff, Protein, Harnstoff, Kreatinin, Ammoniak und freien Aminosäuren über den Harn, sowie auf den Bruttoenergiegehalt des Urins untersucht.

Während sieben Tagen wurden von sechs adulten Katzen der Futterverzehr gemessen und Kot- und Urinproben gesammelt. Aus den analysierten Daten wurden Stickstoffbilanzen und umsetzbare Energie berechnet.

Für die Ausscheidung von Harnstoff, Ammoniak und freiem Stickstoff mit dem Urin konnte eine Abhängigkeit zur Proteinaufnahme nachgewiesen werden. Die Kreatininausscheidung über den Urin war, im Gegensatz zu bisher veröffentlichten Angaben, nicht von der Proteinaufnahme abhängig.

Die Ausscheidung einzelner freier Aminosäuren über den Urin wurde nicht durch die aufgenommene Ration beeinflusst. Die N-Bilanzen ergaben keinen klaren Zusammenhang.

Die Überprüfung der Formel von Hoffmann und Klein (1980), mit deren Hilfe der Energiegehalt des Urins aus dem Stickstoff- und dem Kohlenstoffgehalt des Urins bei Rindern, Schafen, Schweinen und auch Ratten berechnet werden kann, ergab keinen direkten Zusammenhang. Es scheint daher sinnvoll zu sein, Bestimmungen für Bilanzversuche weiterhin über den analytischen Weg vorzunehmen.

1.2. Summary

In the present investigation the influence of three different sources of protein (low fat muscle meat beef, lung cattle, soya bean protein concentrate) and two different protein levels (20 % respectively 60 % of the energy out of protein) of the diet were examined on the elimination of free nitrogen, protein, urea, creatinine, ammonia and free amino acids in urine, as well as the gross energy content of urine. During seven days consumption of food was measured and faeces and urine were collected from six adult cats. Out of the analyzed data nitrogen balances and metabolisable energy were calculated.

The elimination of urea, ammonia and free nitrogen with urine was correlated to the protein intake. In contrast to earlier investigations creatinine in urine was not corresponding to protein intake. The elimination of individual amino acids with urine was not affected by diet. The N-balances were not in a clear context to the different protein content or protein source of the diet.

The verification of the formula of Hofmann and Klein (1980) to calculate the energy content of urine from cattles, sheep, pigs and also rats with help of the nitrogen and the carbon content of urine, showed no correlation. For further investigations it seems to be reasonable to analyze the gross energy content of urine by bomb calorimetry.

2. EINLEITUNG

Vorbemerkung: In der vorliegenden Arbeit werden die Begriffe Masse und Gewicht als Synonyme verwendet.

2.1. Ziel der Arbeit

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, den Einfluss unterschiedlicher Proteinquellen und unterschiedlicher Proteingehalte des Futters auf die Ausscheidung stickstoffhaltiger Bestandteile über den Harn sowie auf den Bruttoenergiegehalt des Urins zu bestimmen. Gleichzeitig sollte die Formel von Hoffmann und Klein (1980), mit deren Hilfe der Energiegehalt des Urins aus dem Stickstoff- und dem Kohlenstoffgehalt des Urins berechnet werden kann, überprüft werden.

2.2. Proteinstoffwechsel

Das Körperprotein steht im stetigen Auf- und Abbau. Der Proteinstoffwechsel ist bei Tieren im Wachstum stärker ausgeprägt als bei Adulten (Case et al, 1997). Erwachsene Tiere brauchen Proteine vor allem um Verluste über Haar, Haut, Verdauungsenzyme und Mukosazellen auszugleichen (Rogers und Morris, 1982).

2.2.1. Proteinquellen

Die Beute jagender Hauskatzen setzt sich hauptsächlich aus Nagern zusammen. Die Katze nimmt vor allem Muskelfleisch, Blut, Haut und Knochen auf. Von den inneren Organen ist für die Katze vor allem die Leber von Bedeutung, der Magen und die Därme werden selten verzehrt. Untersuchungen über die Zusammensetzung der Beutetiere zeigen, dass 70 - 80 % davon Wasser sind. Daneben bestehen sie aus 12 - 15 % Protein, 7 - 12 % Fett und 2 % Kohlenhydraten (Scott, 1981).

Die Eiweiße in der natürlichen Nahrung von Katzen kommen überwiegend kombiniert mit Fetten vor. In kommerziellen Haustierfuttern können dagegen häufig Proteine in Kombination mit Kohlenhydraten und Fetten gefunden werden (Meyer, 1990a). Nach Mac Donald et al. (1984) bevorzugen Katzen fettreiche Rationen gegenüber fettarmen.

Nach Untersuchungen von Scott (1975) lehnen Katzen proteinfreie Nahrung ab. Cook et al. (1984) führten Untersuchungen durch, welche Proteinquellen Katzenwelpen bei der Wahl zwischen Casein und Soja bevorzugen, beziehungsweise welchen Proteingehalt von 18, 36 und 54 % bei Caseinrationen und 16, 31 und 63 % bei Sojara­tionen sie wählen. Die Katzen zogen Casein als Proteinquelle dem Sojaprotein vor. Bei den Caseinrationen wählten die Katzen die zwei Rationen mit dem höheren Proteinanteil häufiger als die Ration mit 18 % Rohprotein. Sie nahmen dementsprechend weniger Futter auf. Bei den Sojara­tionen wählten die Katzen hauptsächlich die zwei Rationen mit den niedrigen Proteingehalten. Sie frassen jedoch nicht entsprechend mehr, so dass die Katzen ihren Bedarf an Protein nicht decken konnten (Cook et al., 1984). Ausserdem bevorzugen Katzen Futter aus Fleischmehl gegenüber Futter mit anderen Proteinquellen (Funaba et al., 2002, 2005).

2.2.2. Proteinverdaulichkeit und -verwertung

Je nach Herkunft des Proteins ist die Katze mehr oder weniger gut in der Lage, dieses zu verwerten. Proteine aus Fleischmehl sind besser verdaulich als Proteine aus Maiskleber, Fisch- und Geflügelmehl. Vergleicht man Maiskleber mit Fisch- und Geflügelmehl, gibt es nur geringe Unterschiede in der TS-Verdaulichkeit und der Stickstoffverwertung. Wird Fleischmehl mit Maiskleber, Fisch- oder Geflügelmehl verglichen, fallen die Unterschiede der TS-Verdaulichkeit und der Stickstoffverwertung deutlicher aus (Funaba et al., 2001; 2002; 2005).

Die Verdaulichkeit des Rohproteins wird durch andere Futterinhaltsstoffe, wie Art und Menge der Rohfaser in der Ration, sowie durch den Rohaschegehalt beeinflusst. Die Verdaulichkeit des Rohproteins geht bei hohen Rohaschegehalten des Futters zurück (Opitz, 1996; Meyer, 1990a; Fekete et al., 2004). Die Verdauung der Proteine wird jedoch kaum durch gleichzeitig aufgenommene Fette beeinflusst (Meyer, 1990a).

Nur ein Teil des verdaulichen Proteins wird auch verwertet. Wie gross dieser Teil ist, hängt unter anderem von der Aminosäurezusammensetzung ab (Case et al., 1997).

Bei der Bewertung der Proteinverdaulichkeit darf nicht ausser Acht gelassen werden, dass nicht nur stickstoffhaltige Substanzen absorbiert, sondern auch N-haltige Stoffe ins Darmlumen abgegeben werden. Dieser endogene Stickstoff hat einen Einfluss auf die scheinbare Verdaulichkeit der Proteine (Meyer, 1990a). Die Menge des endogenen Stickstoffs ist abhängig von der Futterart, der Futtermenge, der Passagegeschwindigkeit des Chymus und der Höhe des Plasmaharnstoffs. Harnstoff diffundiert in den Dünndarm, beziehungsweise aus dem Dünndarm heraus. Die Konzentration von Harnstoff im Dünndarmlumen korreliert mit der Konzentration des Harnstoffs im Plasma (Meyer, 1990a). Genaue Werte über den Stickstofffluss im Darm sind bis jetzt bei Katzen noch nicht ermittelt worden, bei Hunden wurden bereits Untersuchungen dazu durchgeführt (Meyer, 1990a).

Angaben über die Verdaulichkeit verschiedener Eiweissquellen von Figge (1989) und Meyer (1990b) sind in Tabelle 1 zusammengefasst.

Tabelle 1: Verdaulichkeit des Proteins verschiedener Futtermittel

Proteinquelle	Verdaulichkeit in %
Muskelfleisch (Herz, frisch)	94 - 96
Leber, Lunge (frisch)	95 - 97
Pansen	96
Eiklar (gekocht)	96
Fischmehl	91
Fleischmehl	91
Geflügelabfallmehl	87
Sojaextraktionsschrot, Sojaisolat	85 - 95

2.3. Aminosäuren

Die Katze ist in der Lage 12 der 22 Aminosäuren selber herzustellen. Somit sind für sie 10 Aminosäuren essentiell. Eine Übersicht über essentielle und nicht essentielle Aminosäuren liefert Tabelle 2. Speziell bei der Katze ist die Essentialität der β -Aminosulfonsäure Taurin.

Tabelle 2: Übersicht über Aminosäuren und ihre Essentialität

ESSENTIELL (keine Synthese)	SEMI ESSENTIELL (ungenügende Synthese)	NICHT ESSENTIELL (genügende Synthese)
Arginin Histidin Isoleucin Leucin Lysin Methionin Phenylalanin Threonin Tryptophan Valin	Asparagin	Alanin Asparaginsäure Cystin Glutamin Glutaminsäure Glycin Prolin Serin Tyrosin
Taurin		

Der Gesamtbedarf an essentiellen Aminosäuren für Katzen ist etwa um 18 % höher als der des Hundes (Burger und Smith, 1987).

Das Aminosäurenmuster im Futter kann Ungleichgewichte aufweisen, die zu einer schlechteren Futteraufnahme und zu schlechterem Wachstum führen können. Einige Aminosäuren wirken bei höheren Dosierungen sogar toxisch. So reagiert die Katze sehr empfindlich auf einen Leucingehalt von mehr als 1.25 % in der Futtertrockensubstanz oder auf einen Methioningehalt von mehr als 1.5 % in der TS (Hargrove et al. 1984; Fau et al., 1987).

Für Katzen im Wachstum sind die Aminosäuren Arginin, Lysin, Histidin, Isoleucin, Leucin, Methionin, Phenylalanin, Threonin, Tryptophan und Valin essentiell. Rogers und Morris (1979) konnten keine Veränderung der Gewichtszunahme feststellen, wenn Alanin, Asparagin, Prolin oder Tyrosin fehlten. War aber der Gehalt einer essentiellen Aminosäure im Futter zu gering, hatte dies einen Rückgang der Futteraufnahme um 30 - 50 % zur Folge. Ausserdem kam es zu einem Gewichtsverlust und einem Rückgang des Plasmaspiegels der entsprechenden Aminosäure (Rogers und Morris, 1979).

Die Angaben über den Bedarf an einzelnen Aminosäuren für ein optimales Wachstum sind in Tabelle 3 zusammengefasst. Nach Rogers und Morris (1982) ist der empfohlene minimale Bedarf der Wert, bei dem die Welpen die höchsten Wachstumsraten und die höchste Stickstoffretention erzielen können. Die Bedarfswerte für erwachsene Katzen sind in der Tabelle 4 aufgeführt. Die Association of American Feed Control Officials (AAFCO) (1995) unterscheidet zwischen Tieren mit normalem Erhaltungsbedarf und Tieren in der Fortpflanzung. Die NRC-Tabellen (2006) geben Empfehlungen über den Gehalt in Katzenalleinfuttern für Welpen, erwachsene Katzen und Tiere in der Fortpflanzung.

Für ein optimales Wachstum benötigen Katzen 0.8 - 0.9 % Arginin in der Futter-TS. Um sicher zu gewährleisten, dass der Ammoniakspiegel im Blut nicht auf kritische Werte steigt, empfehlen Rogers und Morris (1982) sogar einen Arginingehalt von 1.1 % der TS. Anderson et al. (1980a) geben an, dass der Bedarf von Katzenwelpen an Histidin nicht grösser als 0.3 % der Futter-TS ist. Phenylalanin und Tyrosin liegen in der Summe idealerweise bei 1 % (je 0.5 %) und Tryptophan sollte für ein optimales Wachstum bei 0.15 % der TS liegen.

Die erstlimitierenden Aminosäuren in Futtermitteln für Katzen sind Methionin und Cystein. Als zweitlimitierende Aminosäuren gelten Arginin und Threonin, wobei nicht ganz klar ist, welche der beiden Aminosäuren von grösserer Bedeutung bezüglich der Limitierung ist (Rogers und Morris, 1982).

In den folgenden Kapiteln werden nur diejenigen Aminosäuren detaillierter beschrieben, die bei Katzen bereits genauer untersucht und beschrieben wurden.

Tabelle 3: Empfohlener Aminosäuregehalt des Futters wachsender Katzen (Angaben in % der Futter-TS)

	Anderson et al. (1980a) Anderson et al. (1980b)	Rogers und Morris (1982)	NRC (2006)	Lewis et al. (1990)	AAFCO (1995)	Morris et al. (2004)
Proteingehalt	14 – 18	20	24			isolierte AS: 24% der Ration
Arginin	-	1.1	1	1	1.25	-
Histidin	<0.3	0.3	0.3	0.25	0.31	-
Isoleucin	0.6	0.3	0.5	0.45	0.52	-
Leucin	1.2	1.2	1.2	< 1.1	1.25	-
Lysin	0.8	0.8	0.8	0.7	1.2	0.77
Methionin	-	0.4	0.4	0.3	0.62	-
Phenylalanin	0.5	0.5	0.4	0.45	0.45	-
Taurin	-	-	0.04	0.05	0.1-0.12 für TF 0.22-0.25 für FF	-
Threonin	0.8	0.7	0.6	0.6	0.73	-
Tryptophan	0.15	0.12	0.13	0.1	0.25	-
Tyrosin	0.5	1	0.85	0.9	0.88	-
Valin	0.6	0.6	0.51	<0.55	0.62	-

TF: Trockenfutter

FF: Feuchtfutter

Tabelle 4: Empfohlener Aminosäuregehalt des Futters adulter Katzen (Angaben in % der Futter-TS)

	Rogers und Morris (1982); NRC (2006)	AAFCO, 1995
Proteingehalt	14	
Arginin	> 1.66	1.04 1.26 bei Tieren in der Reproduktion
Histidin	-	0.31
Isoleucin	-	0.52
Leucin	-	1.25
Lysin	-	0.83 1.2 bei Tieren in der Reproduktion
Methionin	-	0.62-1.5
Phenylalanin	-	0.42
Taurin	0.04 0.05 bei Tieren in der Reproduktion	0.1 für TF 0.2 für FF
Threonin	-	0.73
Tryptophan	-	0.16 0.25 bei Tieren in der Reproduktion
Tyrosin	-	0.46
Valin	-	0.62

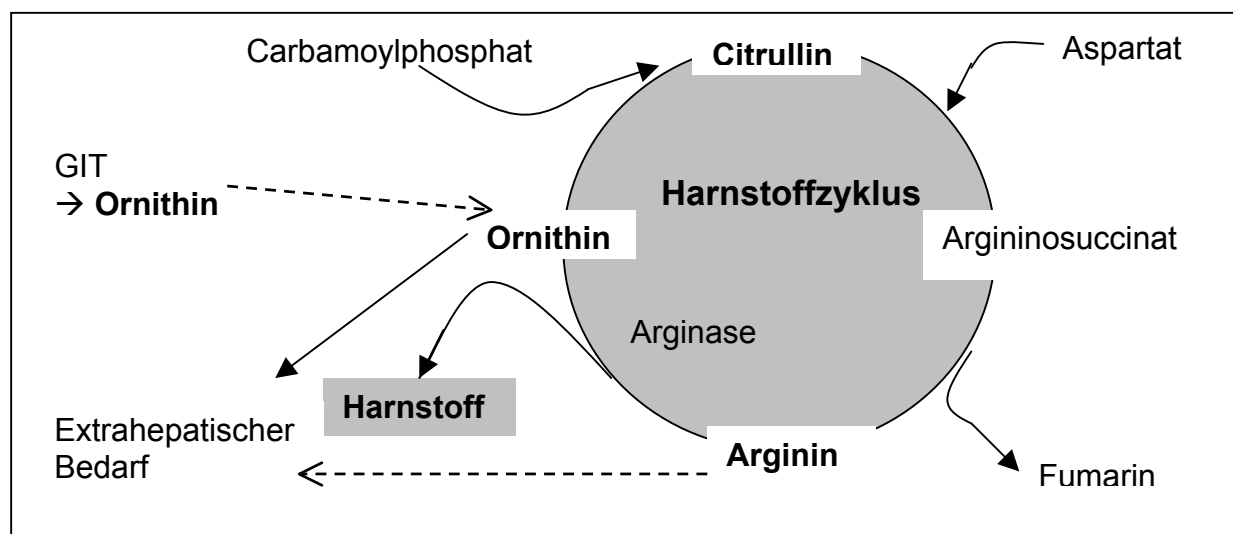
2.3.1. Arginin

Arginin ist eine Aminosäure, die für die normale Proteinsynthese benötigt wird. Arginin hat den höchsten Massenanteil an Stickstoff von allen proteinogenen Aminosäuren. Die chemische Formel lautet $C_6H_{14}N_4O_2$. Arginin gehört neben Lysin und Histidin in die Gruppe der basischen Aminosäuren oder Hexonbasen.

Katzen und Hunde im Wachstum können ihren Argininbedarf nicht über die körpereigene Synthese decken. Deshalb gehört die Aminosäure Arginin bei der Katze zu den essentiellen, beziehungsweise beim Hund zu den semiessentiellen Aminosäuren. Bei erwachsenen Hunden, Kaninchen, Ratten und Schweinen ist Arginin nicht essentiell und eine Fütterung ohne Arginin zeigt keine Nachteile (Case et al., 1997).

Arginin ist ein wichtiger Bestandteil des Harnstoffzyklus (Abb. 1). Im normalen Harnstoffzyklus, der ausschliesslich in der Leber abläuft, wird aus Kohlenstoffdioxid (CO_2) und Ammoniak (NH_3) Carbamoylphosphat gebildet. Dieses verbindet sich mit Ornithin, wobei Citrullin entsteht. Aspartat lagert sich an Citrullin an und es entsteht Argininosuccinat. Dieses wird in Arginin und Fumarin gespalten. Arginin wird durch die Arginase in Harnstoff und Ornithin gespalten.

Abbildung 1.: Harnstoffzyklus der Katze



- > Katze ist fähig zu diesem Schritt
- - -> Bei der Katze nicht möglich

Einer der Gründe, weshalb Katzen sehr empfindlich auf einen Argininmangel reagieren, ist die Tatsache, dass sie nicht in der Lage sind, Ornithin in der Darmmukosa zu synthetisieren (Mac Donald et al., 1984). Die hohe Aktivität der Arginase in der Leber ist der Grund, dass Arginin in der Leber nicht gespeichert werden kann. Nach der Spaltung wird der Harnstoff über die Niere ausgeschieden (Case et al., 1997; Loeffler, 1999). Der Argininbedarf steigt entsprechend bei erhöhter Zufuhr nicht essentieller Aminosäuren (Taylor et al., 1997).

Bei genügender Aufnahme von Ornithin über das Futter tritt bei Katzen unabhängig von der Argininaufnahme keine Hyperammoniämie auf (Morris und Rogers, 1978; Baker und Czarnecki-Maulden, 1991). Baker und Czarnecki-Maulden (1991) beschrieben, dass Citrullin erfolgreich als Ersatz für Arginin bei wachsenden Katzen eingesetzt werden kann. Die Effizienz von Citrullin ist jedoch geringer als diejenige von Arginin.

Morris und Rogers (1978) konnten zeigen, dass Katzen auf Arginin im Futter angewiesen sind. In einem Versuch wurden Welpen ohne vorheriges Fasten von einem Futter mit Arginin auf ein argininfreies umgestellt. Die Katzenwelpen verloren rasch an Masse und zeigten weniger Appetit. Um diese Untersuchungen zu bestätigen, wurde ein Versuch mit adulten Katzen durchgeführt. Kurz nach der Fütterung zeigten alle argininfrei gefütterten Katzen das Bild einer schweren Hyperammoniämie. Sie erbrachen, hatten Muskelkrämpfe, zeigten Ataxie und Hyperästhesie. Anschliessend wurde mit fünf dieser Katzen erneut dieselbe Untersuchung durchgeführt. Diesmal wurde dem argininfreien Futter Ornithin zugesetzt. Keine der Katzen, die zuvor deutliche Symptome zeigten, wies klinische Anzeichen einer Hyperammoniämie auf. Auch der Plasmaammoniakspiegel und die Glucosekonzentration waren nicht signifikant unterschiedlich zu den normal gefütterten Katzen (Morris und Rogers, 1978). Stewart et al. (1981) beschrieben, dass bei Katzen mit einer ausgeprägten Symptomatik eines Argininmangels vorgängig bereits eine niedrige Konzentration an Ornithin in der Leber vorhanden war.

Arginin kommt in den meisten tierischen und pflanzlichen Proteinquellen vor, deshalb ist normalerweise die Gefahr eines Argininmangels bei der Katze nicht sehr bedeutend, sofern genügend Protein angeboten wird (Case et al., 1997).

2.3.2. Taurin

Taurin ist eine β -Aminosulfonsäure, die normalerweise nicht Bestandteil von Proteinen ist. Die chemische Formel von Taurin lautet $C_2H_7NO_3S$.

Während Pflanzen praktisch kein Taurin enthalten, zählt Taurin im tierischen Organismus zu den am häufigsten vorkommenden freien Aminosäuren. Fisch und Fleisch fallen durch besonders hohe Tauringehalte auf (Wolffram, 1991). Im Myokard und in der Retina sind die Konzentrationen an Taurin am höchsten. Die gemessenen Konzentrationen in diesen Geweben übersteigen den Spiegel des Plasmas um das 100- bis 400fache (Pion et al., 1987). Taurin kommt jedoch nicht in allen tierischen Produkten in grosser Menge vor. Milch und Eier enthalten nur wenig bis kein Taurin. Der Tauringehalt der Milch ist abhängig von der Spezies und vom Laktationszeitpunkt. In der Katzen- und Hundemilch ist Taurin die häufigste frei vorkommende Aminosäure, wogegen Taurin in Kuhmilch nicht zu den vier häufigsten Aminosäuren zählt (Wolffram, 1991).

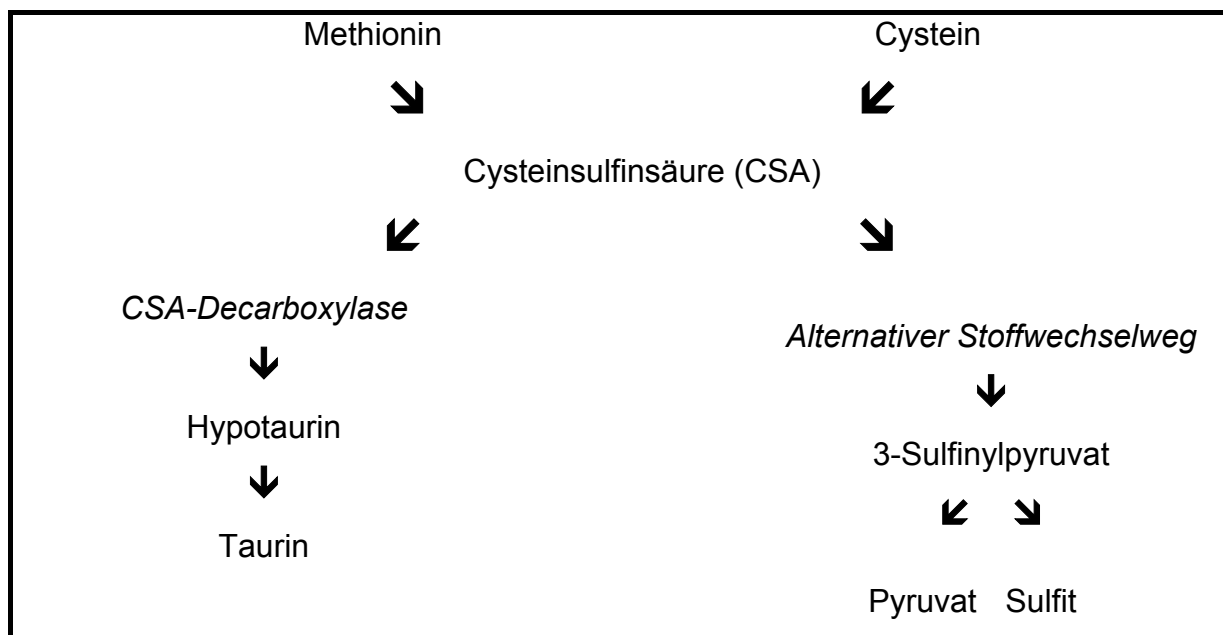
Taurin kann durch die Aufbereitung der Rationen verloren gehen. So ist der Tauringehalt in gebratenem Fleisch im Vergleich zu frischem um etwa 50 % niedriger, der Gehalt von gekochtem Fleisch entspricht noch 25 % des Originalgehaltes (Halle und Gebhardt, 1990; Spitze et al., 2003).

Die meisten Tierarten und auch der Mensch bilden Taurin aus Methionin und Cystein. Katzen sind allerdings nur in geringem Mass in der Lage, Taurin zu synthetisieren (Knopf et al., 1978). Eine Ursache dafür ist die geringe Aktivität der Cysteinsulfinsäure-Decarboxylase. Katzen haben darüber hinaus einen konkurrierenden Stoffwechselweg, bei dem aus Cystein und Methionin Pyruvat entsteht (Morris und Rogers, 1991). Die Cysteinsulfinsäure-Decarboxylase ist zur de-novo-Synthese von

Taurin notwendig (Abb. 2). Katzen können zusätzlich in der Niere aus Cystein und Methionin Felinin bilden (Kapitel 1.3.5.).

Werden Katzen also mit einer Diät ohne Taurin gefüttert, sinkt die Konzentration von Taurin im Plasma, im Myokard und in der Retina. Stratton-Phelps et al. (2002) fütterten eine Ration aus taurinarmer Reiskleie und bestätigten damit den Abfall von Taurin im Plasma und im Vollblut bei geringer Taurinaufnahme.

Abbildung 2: Metabolismus der Schwefelaminosäuren



Taurin wird für die Konjugation der Gallensäuren benötigt (Hayes und Sturman, 1981). Katzen konjugieren die Gallensäuren ausschliesslich mit Taurin. Bei zu wenig oder fehlendem Taurin können sie nicht, wie andere Tierarten, auf eine Konjugation mit Glycin umstellen (Rabin et al., 1976). Ausserdem können Katzen die Taurocholsäuren im Darm nicht vollständig rückresorbieren. Dadurch verlieren sie kontinuierlich Taurin über den Kot. Zusätzlich wird Taurin auch über die Niere ausgeschieden (Mühlum und Meyer, 1989; Knopf et al., 1978).

Aus diesen Gründen ist Taurin für die Katze eine essentielle Aminosäure.

Ein typisches, bereits seit längerem bekanntes Bild des Taurinmangels ist die zentrale Retinadegeneration (Hayes et al., 1975; Rabin et al., 1976; Barnett und Burger, 1980). Weiterhin beobachteten Sturman et al. (1986) und Sturman (1991, 1992) Fertilitätsstörungen und Schädigungen neugeborener Welpen bei Taurinmangel der Kätzinnen. Im Vergleich zu normal gefütterten Tieren wiesen Katzen mit Taurinmangel höhere Abortraten und geringere Welpenzahlen auf. Ausserdem wird angenommen, dass Taurin auf das Herzmuskelgewebe eine kalzium- und kaliumstabilisierende Wirkung ausübt und dadurch sowohl das Kationengleichgewicht als auch die Membranintegrität sicherstellen kann (Huxtable und Barbeau, 1976). Besonders interessant sind hierzu die Beobachtungen von Pion et al. (1987). Sie stellten fest, dass die dilatative Cardiomyopathie (DCMP) der Katzen gehäuft bei Tieren mit viel zu niedrigen Plasmataurinspiegeln auftritt. Diese Erkrankung verursacht eine verminderte myokardiale Kontraktilität, welche schliesslich zu Herzversagen führen kann (Pion et al., 1987)

Burger und Barnett (1980) beschreiben einen Taurinbedarf von 500 mg/kg Futter-TS. Morris und Rogers (1991) konnten aber belegen, dass dieser Gehalt zu niedrig angelegt ist. In einem neueren Bericht wird nun ein Tauringehalt von 1000 mg/kg im Trockenfutter mit einer TS von mehr als 88 % und 2500 mg/kg im Feuchtfutter bei einer TS von weniger als 80% empfohlen (Carey und Strieker, 1993). Die Tatsache, dass mit Feuchtfutter ernährte Katzen mehr Taurin benötigen, kann möglicherweise mit einer erhöhten enterohepatischen Zirkulation und einem erhöhten bakteriellen Abbau von Taurocholsäure im Darm erklärt werden (Hickmann et al., 1992; Kirk et al., 1994). Anantharaman et al. (1994) konnten nachweisen, dass bei einer Fütterung mit einem Trockenfutter, der Verlust von Taurin via Taurocholsäuren um 65 % geringer ist als bei Fütterung mit einem Feuchtfutter. Bei industrieller Produktion von Katzenfutter kann Taurin zerstört werden, da es nur sehr locker an Proteine gebunden ist (Lewis et al., 1990).

Die aktuelle Empfehlung des National Research Council (NRC, 2006) ist ein Mindestgehalt von 1000 mg Taurin pro kg Trockenfutter-TS, sowie 1700 mg Taurin pro kg Feuchtfutter-TS für Katzen.

2.3.3. Phenylalanin

Phenylalanin wird für die Proteinsynthese benötigt und kann zu Tyrosin umgewandelt werden. Tyrosin ist essentiell für die Synthese der Schilddrüsenhormone und der catecholaminen Neurotransmitter Dopamin, Norepinephrin und Epinephrin (Dickinson et al., 2004).

Für die bedarfsgerechte Versorgung der Katzen empfiehlt die AAFCO (1995) einen Totalgehalt von 0.88 % des Futters an Phenylalanin und Tyrosin zusammen, wovon mindestens 0.42 % als Phenylalanin vorliegen sollten. Das NRC (2006) erhöhte die Empfehlung auf 1.53 % Phenylalanin plus Tyrosin. Die Hälfte davon sollte als Phenylalanin vorkommen.

Bei längerfristiger Fütterung von weniger als 1.6 % Phenylalanin und Tyrosin im Futter (je die Hälfte) zeigten Katzen neurologische Störungen und Verhaltensauffälligkeiten. Elektrophysiologische Erhebungen können bei klinischen Fällen eine sensorische Neuropathie nachweisen (Anderson et al., 1980A). Ausserdem zeigten schwarze Katzen Veränderungen ihrer Fellfarbe (Dickinson et al., 2004). Dies würde einen höheren Bedarf vermuten lassen, als die Empfehlungen bisher zu Grunde legten.

2.3.4. Valin

Die Bedarfsangaben für Valin gehen alle auf eine Untersuchung zurück, die von Hardy et al. (1977) durchgeführt wurde. Sie verglichen drei Futter mit verschiedenen Valingehalten. Ein Futter enthielt 1.8 %, ein anderes 0.6 % Valin in der TS und ein drittes war sogar valinfrei. Katzenwelpen, die eine Ration mit 0.6 oder 1.8 % Valin fraßen, nahmen etwa gleich viel Futter auf und hatten einen ähnlichen Tageszuwachs. Die Stickstoffbilanz war bei beiden Rationen positiv. Allerdings haben diese zwei Rationen deutliche Unterschiede in der Plasmakonzentration von Valin hervorgerufen. Bei der valinfreien Ration fraßen die Katzen deutlich weniger, verloren Gewicht und wiesen eine negative Stickstoffbilanz auf.

Hardy et al. (1977) beschrieben auch, dass Katzen Valin ebenso gut wie andere Tierarten verwerten können und deshalb im Vergleich zu anderen Tierarten keinen höheren Bedarf aufweisen.

2.3.5. Felinin

Felinin ist eine verzweigt-kettige, schwefelhaltige Aminosäure, die in der Niere aus Methionin und Cystein gebildet wird (Scott, 1981).

Intakte Kater scheiden signifikant höhere Mengen an Felinin über den Urin aus als kastrierte Kater und diese wiederum signifikant mehr als Kätzinnen (Hendriks et al., 2003). Bei Jungkatzen konnte praktisch kein Felinin im Urin nachgewiesen werden (Baker und Czarnecki-Maulden, 1991).

Legrand (1994) vermutete, dass diese Aminosäure eine Rolle bei der Reviermarkierung spielen könnte oder dass sie in die Regulation des Sterolstoffwechsels integriert ist. Tartelin et al. (1998) konnten zeigen, dass der Testosterongehalt im Plasma mit dem Feliningehalt im Urin positiv korreliert, was wiederum die Theorie von Legrand (1994) unterstützten würde.

Die Felinin-Synthese könnte einer der Gründe für den höheren Methionin- und Cystein-Bedarf der Katze im Vergleich zu anderen Tierarten sein. Mac Donald (1984) sah zusätzlich einen höheren Bedarf an Cystein wegen dessen Bedeutung bei der Haarsynthese.

2.4. Stickstoffbilanz

Eine Möglichkeit, die Ausnutzung der aufgenommenen Proteine zu untersuchen, ist die Stickstoffbilanz. Die Bilanz errechnet sich aus der Differenz des über das Futter aufgenommenen Stickstoffs abzüglich des über den Kot und über den Urin ausgeschiedenen Stickstoffs ($N_{\text{Bilanz}} = N_{\text{Aufnahme}} - (N_{\text{Kot}} + N_{\text{Urin}})$). Der über den Kot und den Urin ausgeschiedene Stickstoff stellt die Summe des nicht absorbierten Stickstoffes und des Stickstoffes aus endogenen Quellen dar. Bei einer positiven Stickstoffbilanz kann davon ausgegangen werden, dass Katzen den absorbierten Stickstoff anset-

zen, wogegen Katzen mit einer negativen Stickstoffbilanz ihre Reserven abbauen (Allison et al., 1956). Die Stickstoffbilanz wird durch das Aminosäurenmuster, das bedeutet, durch die biologische Wertigkeit des Proteins, sowie durch die Energiedichte des Futters und auch durch den Aktivitätsgrad der Tiere beeinflusst (Case et al., 1997).

Es ist beschrieben, dass adulte Katzen bei einer Stickstoffaufnahme von 0.8 g N pro kg Körpermasse eine ausgeglichene Stickstoffbilanz erreichen (Greaves und Scott, 1960). Dagegen beschrieben Zentek et al. (1998), dass Katzen eine ausgeglichene Bilanz bei Aufnahme von 0.3 g N pro kg Körpermasse und Tag hätten. Obwohl einige Katzen in diesem Versuch negative Stickstoffbilanzen aufwiesen, nahmen nicht alle entsprechend Gewicht ab. Daraus lässt sich schliessen, dass die Stickstoffbilanz nicht immer mit der Gewichtsentwicklung korrelieren muss.

2.5. Proteinbedarf

Von den Säugetieren haben Katzen, Nerze und Füchse den höchsten Bedarf an Protein. Ausgewachsene Tiere dieser Tierarten brauchen 4 - 5 mal mehr Protein als Menschen, Ratten oder Hunde (Rogers und Morris, 1982). Der Proteinbedarf von wachsenden Katzen für eine optimale Entwicklung beträgt zwischen 20 und 30 % der Nahrung (Miller und Allison, 1958; Rogers und Morris, 1982). Das ist ebenfalls deutlich höher als der Bedarf von wachsenden Hunden, Ratten oder Menschen. Burger et al. (1984) beschrieben, dass Katzen im Erhaltungsstoffwechsel bei einer Aufnahme von 7 g Protein pro Katze und Tag ihren Bedarf decken können. Anders ausgedrückt benötigen adulte Katzen im Futter mindestens einen Anteil von 12 - 15 % der Trockensubstanz als biologisch hochwertiges Protein, um ihren Erhaltungsbedarf zu decken (Rogers und Morris, 1982).

Der Proteinbedarf steht im umgekehrten Verhältnis zur biologischen Wertigkeit des Proteins. Leichtverdauliche Proteine, deren Aminosäurezusammensetzung in einem für die Katze korrekten Verhältnis vorliegt, gelten als biologisch hochwertig (Allison, 1956). Je höher die Qualität des im Futter enthaltenen Proteins ist, desto geringer ist die Menge, die benötigt wird, um den Bedarf einer Katze zu decken (Case et al.

1997). Nur rund 35 Prozent des Proteinbedarfs gehen auf essentielle Aminosäuren zurück (Halle und Gebhardt, 1990).

Nahrungsproteine liefern den Katzen essentielle Aminosäuren, die hauptsächlich zur Proteinsynthese im Wachstum und zur regelmässigen Gewebeerneuerung und zur Enzymsynthese bei adulten Tieren verwendet werden. Sie werden aber auch als Stickstofflieferanten benötigt. Der Stickstoff wird von der Katze für den Aufbau von nicht essentiellen Aminosäuren verwendet und zur Synthese von anderen stickstoffhaltigen Verbindungen wie Nucleinsäuren, Purinen, Pyrimidinen und Neurotransmittern. Scott (1981) gab an, dass die benötigte Stickstoffmenge pro kg Lebendmasse und Tag für ein optimales Wachstum bei 1.7 g liegt. Erwachsene Tiere sollen ein Minimum von 0.5 g Stickstoff pro kg Lebendmasse und Tag benötigen.

Überschüssige Aminosäuren können nicht in der ursprünglichen Form gespeichert werden. Die Katze betreibt aus den zugeführten Aminosäuren eine intensive Gluconeogenese. Ein Teil der Aminosäuren wird auch umgeformt zu Glykogen oder Fett und so gespeichert (Case et al., 1997). Stickstoffverbindungen spielen somit eine bedeutende Rolle im Energiestoffwechsel von Katzen (Moser, 1990). Bereits während des Fressens beginnen Katzen mit der Gluconeogenese, wogegen diese bei Omnivoren erst postprandial beginnt (Mac Donald et al., 1984).

Der Organismus der Katze ist nicht in der Lage, die Aktivität der Enzyme, die am Aminosäurestoffwechsel beteiligt sind, dem Angebot anzupassen (Rogers et al., 1977). In einer Studie mit feline Leberzellen konnte gezeigt werden, dass die Aktivität von Enzymen des Harnstoffzyklus und von aminosäureabbauenden Enzymen in der Leber unabhängig von der aufgenommenen Proteinmenge ist. Dabei wurden unter anderem folgende Enzyme untersucht: Alanin-Aminotransferase (ALT), Aspartat-Aminotransferase (AST), Glutamatdehydrogenase (GLDH), Ornithin-Transcarbamylase (OTC), Argininsynthetase, Arginase, Histidase, Serindehydratase, Tyrosintransaminase und Threonindehydratase. Es wurden zwei Rationen aus Sojaprotein mit einem Proteingehalt von 17.5 %, beziehungsweise 70 % der Futter-TS verwendet. Die Katzen wurden vor dem Versuch fünf Wochen angefüttert, dann wurden

Leberbiopsien genommen (Rogers et al., 1977). Die Aktivität der katabolen Enzyme ist grundsätzlich sehr hoch. Die Aktivität der Argininsynthetase war von den untersuchten Enzymen am niedrigsten; diese ist daher vermutlich das limitierende Enzym bei der Harnstoffbildung. Die Aktivitäten der Histidase, der Serindehydratase und der Threonindehydratase änderten sich bei wechselndem Proteingehalt der Ration nicht. Einzig die Tyrosintransaminase fiel bei niedrigerem Proteingehalt in der Ration durch eine signifikant niedrigere Aktivität auf als bei der Ration mit hohem Proteingehalt (Rogers et al., 1977). Aufgrund dieser Eigenschaften werden ständig Aminosäuren abgebaut, auch wenn keine entsprechende Menge davon aufgenommen wird. So verliert die Katze bei mangelnder Proteinzufuhr ständig Stickstoff (Baker und Czarnecki-Maulden, 1991).

Im Gegensatz zu Rogers et al. (1977) wurde von Silva und Mercer (1995) beschrieben, dass die Oxidation und somit die Energiegewinnung aus Aminosäuren nur bei Rationen mit hohem Proteinanteil von Bedeutung sei. Somit sei die energetische Ausbeute der aufgenommenen Aminosäuren bei höherem Proteingehalt höher als bei niedrigerem Proteingehalt.

Ergänzend dazu wurden im Jahr 2002 von Russel et al. Untersuchungen über die Aminosäureoxidation im Zusammenhang mit der Proteinaufnahme veröffentlicht. Dazu wurde ein Futter mit 35 % Energie aus Protein (moderater Proteingehalt) und ein Futter mit 52 % Energie aus Protein (High Protein) gefüttert und die Gaswechseldaten mittels indirekter Kalorimetrie gemessen. Die Oxidation der Aminosäuren war bei Russel et al. (2002) signifikant höher bei der High Protein Ration im Vergleich mit der Low Protein Ration. Zudem stand die Aminosäureoxidation in einer positiven Korrelation zur Proteinaufnahme. Dies bringt die Autoren zu der Annahme, dass die Katze doch zu einer Anpassung der stickstoffkatabolen Enzyme fähig ist. Rogers und Morris (2002) erwiderten auf diese Aussage, dass im Versuch nur der Wechsel von normalem zu einem Futter mit hohem Proteingehalt untersucht wurde und nicht der Wechsel von normalem Futter zu Futter mit niedrigem Proteingehalt, und dass daher keine Aussage über eine tatsächliche Herunterregulation der stickstoffkatabolen Enzyme möglich sei.

2.6. Urin

Der Urin von Katzen kann auf drei verschiedene Arten gesammelt werden. In einigen Studien wurde spontan abgesetzter Urin von Katzen über 24 Stunden gesammelt (Hendriks et al., 2003). Die Sammlung von 24-Stunden-Urin ist notwendig um Bilanzen zu rechnen, es sei denn, das Verhältnis von Kreatinin zu den untersuchten Parametern ist bekannt. Alternativ wurden Katzen katheterisiert oder es wurde via Cystozentese Urin aus der Blase entnommen (Monroe et al., 1989; Adams et al. 1992).

Cottam et al. (2002) untersuchten den Urin von 71 wildlebenden Katzen. Sie euthanasierten die Tiere und pressten danach die Blase manuell aus. Die mittleren Gehalte der Inhaltsstoffe des von Cottam et al. (2002) untersuchten Urins sind in Tabelle 5 aufgeführt.

Tabelle 5: Mittlere Gehalte der Urininhaltsstoffe nach Cottam (2002)

Parameter	Einheit	Kater	Kätzinnen
Spezifisches Gewicht	mg/L	1.048 ± 0.002	1.045 ± 0.002
Kreatinin	mmol/L	16.2 ± 1	12.0 ± 1.3
Protein	mg/L	375 ± 39	305 ± 51
Harnstoff	mmol/L	1386 ± 83	1295 ± 109
Ammoniak	mmol/L	118 ± 9.2	121 ± 12.2
Total Stickstoff (gemessen)	mmol/L	3085 ± 185	2816 ± 243

Die Eigenschaften des Urins sind direkt von der Ration der Katzen abhängig. Das Futter beeinflusst unter anderem den pH-Wert und einige im Urin enthaltene Substanzen (Markwell et al., 1998). Die pH-Werte des Urins unterliegen grossen Schwankungen. Insbesondere die Zusammensetzung und der Zeitpunkt der letzten Mahlzeit beeinflussen den pH-Wert. So steigt dieser zwei bis vier Stunden nach der Mahlzeit auf alkalische Werte. Grundsätzlich liegt der Urin-pH-Wert von Fleischfressern im sauren bis neutralen Bereich (Heigl, 2004).

Die Proteinqualität und –quantität beeinflussen die Zusammensetzung des Urins. Das spezifische Gewicht, der Urinstickstoff sowie der Harnstoff korrelieren positiv mit der Proteinaufnahme. Etwas weniger ausgeprägt ist die Abhängigkeit des Gehalts an Kreatinin und Ammoniak im Urin zu der täglichen Proteinaufnahme (Zentek und Schulz, 2004). Worden (1960) beschrieben, dass die Kreatininausscheidung charakteristisch für jede Katze und stark abhängig von deren Lebendmasse ist. Die Urinmenge ändert sich, im Gegensatz zur Kotmenge, bei wechselnder Futter- und Stickstoffaufnahme nur gering (Funaba et al., 1998; Cottam et al., 2002).

2.6.1. Spezifisches Gewicht des Urins

Das spezifische Gewicht des Urins lässt sich durch die aufgenommene Wassermenge, die Aktivität der Tiere und nicht zuletzt die Zusammensetzung des Futters beeinflussen (Reine und Langston, 2005). Bei Katzen, die Trockenfutter gefressen haben, ist das spezifische Gewicht höher als bei Katzen mit Feuchtfutter (Palmore et al., 1978). Das spezifische Gewicht ist ausserdem abhängig vom Urinvolumen (Wilkes et al., 1980). Es kann Schwankungen von 1001 bis 1060 geben, je nach Hydrationsstatus des Tieres. Je nach Autor können verschiedene Normwerte für das spezifische Gewicht des Urins von Katzen gefunden werden. Eine Übersicht dazu gibt Tabelle 6. Das spezifische Gewicht des Urins von Hunden liegt bei 1.015 – 1.045 (Wilkes et al., 1980).

Tabelle 6: Normwerte für das spezifische Gewicht von Katzenurin

Autor	Unterer Grenzwert	Oberer Grenzwert
Wilkes et al. (1980)	1.020	1.040
Heigl (2004)	1.012	1.040
Reine und Langston (2005)	1.001	1.065

2.6.2. Protein im Urin

Verschiedene Arbeiten konnten belegen, dass auch gesunde Katzen Protein im Urin ausscheiden. Der Proteingehalt im Urin ist höher bei mit Trockenfutter gefütterten Katzen als bei mit Feuchtfutter ernährten (Palmore et al., 1978).

Erste Untersuchungen haben einen mittleren Proteinverlust über den Urin von gesunden Katzen von ca. 12.65 mg pro kg Körpermasse und Tag als normal angesehen. Allerdings wurden diese Ergebnisse über das Protein/Kreatinin-Verhältnis hochgerechnet und nicht direkt bestimmt (Monroe et al., 1989). Adams et al. (1992) beschrieben in ihren Untersuchungen eine durchschnittliche Proteinausscheidung im Urin von gesunden Katzen von 4.93 ± 1.34 mg/kg KM/d. Die Spanne lag zwischen 2.99 und 8.88 mg/kg KM/d. Es wurde ein Futter mit einem Proteingehalt von 28 % in der TS verwendet. Das mittlere Urin Protein/Kreatinin-Verhältnis dieser gesunden Katzen betrug 0.13 ± 0.04 mit einer Spanne von 0.07 bis 0.24. Bei Katzen mit chronischer Niereninsuffizienz war der Proteingehalt des Urins im Schnitt doppelt so hoch wie bei gesunden Katzen.

Russo et al. (1986) konnten keine signifikanten Unterschiede in der Proteinausscheidung zwischen den Geschlechtern feststellen. Monroe et al. (1989) beschrieben jedoch eine signifikant höhere Proteinausscheidung bei Katern verglichen mit Kätzinnen. Sowohl Russo et al. (1986) als auch Monroe et al. (1989) gewannen den Urin mittels Cystozentese.

Das Urinproteinmuster von 19 gesunden Katzen wurde von Hörauf et al. (1989) mittels Silberfärbung untersucht. Sie konnten nicht näher bezeichnete Proteinbanden im makromolekularen Bereich und bei zwei Katzen auch im mikromolekularen Bereich darstellen. Diese Resultate wurden von Meyer-Lindenberg et al. (1997) nicht vollständig bestätigt. Sie konnten im Urin von gesunden Katzen keine mikromolekularen Proteine nachweisen. Im Elektrophoretetest fanden sie allerdings neben der Albuminbande noch weitere Proteinbanden im makromolekularen Bereich. Oft zeigte sich eine deutliche Bande auf Höhe des Transferrins und häufig eine schwache Bande auf Höhe des Tamm-Horsfall-Proteins. Zusätzlich war in einigen Fällen eine schwache Bande auf Höhe von IgG erkennbar. Miyazaki et al. (2003) konnten bei gesunden Katzen ebenfalls hohe Konzentrationen von ausgeschiedenem Protein nachweisen. Als auffälligstes Protein wurde ein Carboxylesterase-ähnliches Protein identifiziert.

2.6.3. Stickstoff im Urin

Die Stickstoffausscheidung im Urin ist, wie auch die Proteinausscheidung, abhängig vom Futter. Bei niedrigerer Proteinaufnahme sinkt die Stickstoffausscheidung via Kot und Urin deutlich. Katzen mit einem auf Casein basierendem Futter scheiden viel Gesamtstickstoff, Harnstoff-Stickstoff und Ammoniak-Stickstoff mit dem Urin aus. Nach der Umstellung auf ein proteinfreies Futter sinken die Stickstoffausscheidungen deutlich (Hendriks et al., 1997). Diese Befunde bestätigten auch andere Autoren, indem sie zeigen konnten, dass die Stickstoffausscheidung im Urin bei einem hohen Proteingehalt im Futter höher war als bei einem Futter mit niedrigem Proteingehalt (Funaba et al., 1998; Riond et al., 2003). Vermutlich ist die Gluconeogenese entscheidend für die hohen Stickstoffverluste über Harnstoff im Urin (Mercer und Silva, 1987). Es scheiden aber auch proteinfrei gefütterte Katzen endogenen Stickstoff über den Urin aus (Hendriks et al., 1996).

Kreatinin entsteht bei Muskelkontraktionen aus Kreatininphosphat. Es wird ins Blut abgegeben und durch die Niere ausgeschieden. Die Filtration von Kreatinin in der Niere ist nur sehr gering (Finco und Barsanti, 1982). Die tägliche Kreatininausscheidung bleibt auch bei steigender Stickstoffaufnahme relativ konstant (Hendriks et al., 1997). Ergänzend dazu gaben Zentek und Schulz (2004) an, dass die Kreatininausscheidung abhängig von der Proteinquelle ist, jedoch nicht stark durch die aufgenommene Proteinmenge beeinflusst wird.

2.6.4. Taurin im Urin

Die mit dem Urin ausgeschiedene Taurinmenge entspricht etwa einer Menge von einem Drittel bis der Hälfte des Taurinbedarfs (Ballèvre et al., 1993). Die Taurinausscheidung im Urin steigt bei überschüssiger Taurinaufnahme. Die ausgeschiedene Taurinmenge sinkt rapide nach einer Umstellung auf eine Fütterung ohne Taurin (Glass et al. 1992; Odle et al., 1993).

Taurin im Urin konnte mit Fast-Atom-Bombardement-Massenspektroskopie (FAB-MS) und Gaschromatograph-Massenspektroskopie (GC-MS) nachgewiesen werden (Stämpfli et al., 1992; 1993).

2.7. Energie im Futter, Urin und Kot

Für die Energiebilanz ist es notwendig, die aufgenommene Energie sowie alle abgegebene Energie einzubeziehen. Die Bestimmung der Energie im Futter, im Kot und im Urin ist mittels Bombenkalorimetrie möglich. Alternativ kann der Energiegehalt im Urin anhand der energiebestimmenden Inhaltsstoffe geschätzt werden (Hoffman und Klein, 1980).

Nach Hoffman und Klein (1980) besteht eine Beziehung zwischen dem Kohlenstoff- und dem Stickstoffgehalt im Urin und dessen Energiegehalt. Dies wurde für Rinder, Schafe, Schweine und Ratten nachgewiesen. Im Mittel waren das 33 kJ pro Gramm Kohlenstoff und 9 kJ pro Gramm Stickstoff. Daraus ergibt sich folgende Formel, um den Bruttoenergiegehalt des Urins zu schätzen:

$$\text{BE Urin (kJ)} = 33 \times \text{C} + 9 \times \text{N}$$

BE:	Bruttoenergie Urin (kJ)
C:	g C im Urin
N:	g N im Urin

Bisher wurde diese Formel jedoch nicht für Katzen validiert.

Bei der Energieschätzung des Futters werden für die Umrechnung von verdaulicher Energie zu metabolisierbarer Energie Verluste über den Urin abgezogen. Diese stehen in Abhängigkeit zum Proteingehalt des Futters (Kienzle et al., 1999). Dies wird als möglich erachtet, weil bei den Energieverlusten über den Urin vor allem stickstoffhaltige Substanzen eine Rolle spielen. Die Ausscheidung dieser Substanzen ist abhängig von der aufgenommenen Proteinmenge. Nach Kleiber (1967) können die Stickstoffverluste über die Niere aus dem im Urin ausgeschiedenen Harnstoff abgeschätzt werden. Geht man davon aus, dass Harnstoff einen mittleren Brennwert von 10.6 kJ/g und einen mittleren Stickstoffgehalt von 46 % hat, dann gilt, dass pro Gramm verdauliches Protein etwa 3.7 kJ Energie über den Urin verloren gehen. Kienzle et al. (1999) nahmen an, dass dies auch für Fleischfresser gilt.

Bei Hunden wurde jedoch beschrieben, dass der Harnstoff im Urin nur etwa 85 % der stickstoffhaltigen Substanzen ausmacht (Meyer et al. 1989). Wird mit den Daten von Tabelle 7 weiter gerechnet, muss angenommen werden, dass der Stickstoffgehalt von Harnstoff bei 46 % und die Energie bei 11 kJ/g liegt. Daraus folgt, dass der Verlust pro Gramm verdaulichem Protein bei 4 kJ liegt.

Tabelle 7: Stickstoffhaltige Substanzen im Urin des Hundes

	Anteil N-haltiger Substanzen (%)	N-Gehalt (%)	Energie (kJ/g)
Harnstoff	85	46	10.6
Harnsäure	10	35	11.0
Kreatinin	3.5	37	20.8
Hippursäure	0.75	8	23.6
Protein, bzw. Aminosäuren	0.75	16	14-18

3. TIERE, MATERIAL UND METHODEN

3.1. Versuchstiere

Als Versuchstiere dienten sechs gesunde Katzen des Institutes für Tierernährung der Vetsuisse Fakultät der Universität Zürich. Fünf Katzen gehörten der Rasse Europäisch Kurzhaar und eine der Rasse Domestic Shorthair an. Ihr Durchschnittsgewicht lag zwischen von 2.7 und 5.4 kg. Detaillierte Informationen über Geschlecht, Alter und Körpermasse sind in Tabelle 8 ersichtlich.

Tabelle 8: Übersicht der Versuchstiere

Katze	Geschlecht	Alter (Jahre)	Körpermasse (kg)
1	m	2	5.4
2	m	2	4.8
3	w	2	2.8
4	w	2	2.8
5	w	2	2.3
6	w	2	2.7

Alle Katzen wurden vor Beginn des Versuches klinisch untersucht. Ergänzend wurde jeder Katze eine Blutprobe entnommen, um Harnstoff, Kreatinin, Enzyme (AST, AP, GLDH, GGT, ALT) und das Totalprotein zu bestimmen.

3.2. Versuchsplanung

Der Versuch setzte sich aus sechs Zyklen zusammen, die sich je in eine Angewöhnungs- und eine Versuchsphase unterteilen liessen. Die Angewöhnungsphase dauerte jeweils 14 Tage und die Versuchsphase acht Tage.

3.2.1. Angewöhnungsphase

Während der Angewöhnungsphasen wurden die Tiere in zwei Gruppen gehalten. Die eine Gruppe bestand aus den zwei Katern und die andere Gruppe aus den vier Katzen. Alle Katzen wurden zweimal täglich einzeln gefüttert. Wasser

stand ihnen ad libitum zur Verfügung. Während den letzten vier Tagen der Angewöhnungsphase wurden die Tiere an die speziellen Katzentoiletten für den Versuch gewöhnt.

3.2.2. Versuchsphase

Eine Versuchsphase bestand aus vier Tagen Einzelhaltung mit Urin- und Kotsammlung, einem Tag Pause in Gruppenhaltung und erneut drei Tagen Einzelhaltung mit Urin- und Kotsammlung.

Während der Einzelhaltung waren die Katzen in Boxen von 120 x 60 x 50 cm Grösse untergebracht. In jeder Boxe befanden sich eine Katzentoilette, eine Decke und Spielsachen.

Jede Katze wurde täglich gewogen und die Kot- und Urinproben gesammelt. Die Differenz des Körpergewichts vom letzten Messtag zum ersten Tag der Messphase wurde als Gewichtsentwicklung während der Versuchsphasen berechnet.

Die sechs verschiedenen Rationen wurden nach dem Latin Square Prinzip auf die Tiere und Versuchsphasen verteilt (Tab. 9). Dementsprechend bekam jeweils eine Katze eine der Versuchsrationen. In der folgenden Periode wurden die Rationen gewechselt, so dass am Ende jede Katze jede Ration einmal gegessen hatte und keine Ration zwei Katzen gleichzeitig vorgesetzt wurde. Dadurch sollten Einflüsse aus der Umwelt (z.B. Temperatur, Lärm) minimiert und Interaktionen zwischen den Rationen ausgeschlossen werden.

Tabelle 9.: Aufteilung der Rationen auf die Versuchsphasen und die Katzen

Phase	1	2	3	4	5	6
Katze 1	SL	FH	LL	FL	SH	LH
Katze 2	LL	LH	SL	SH	FL	FH
Katze 3	FH	SH	FL	LH	LL	SL
Katze 4	LH	LL	SH	FH	SL	FL
Katze 5	SH	FL	LH	SL	FH	LL
Katze 6	FL	SL	FH	LL	LH	SH

FH: Fleisch High Dose, FL: Fleisch Low Dose, LH: Lunge High Dose, LL: Lunge Low Dose, SH: Soja High Dose, SL: Soja Low Dose

3.3. Material

3.3.1. Katzentoiletten

Um den Katzen den gewohnten Harn- und Kotabsatz möglichst ohne Einschränkungen zu ermöglichen, wurden spezielle Katzentoiletten nach Schade (2006; Abb. 3) angefertigt.

Als Basis diente eine herkömmliche Plastikboxe in der Grösse von 34 x 22 x 16 cm. Etwa fünf Zentimeter unter dem oberen Rand der Boxe wurde eine Plexiglasplatte eingesetzt und mit Silikon befestigt. Diese Plexiglasplatte war trichterähnlich geneigt und in der Mitte wurde ein Sieb eingebaut. Darunter wurde jeweils ein sauberer Plastikbecher von 250 ml angeklebt. In diesem Becher wurde der Urin gesammelt. Um den Urin bis zur Verarbeitung kühl zu halten, wurde eine kleinere Plastikboxe mit Eisakkus und Crash-Eis darunter gestellt.

Als Einstreu dienten spezielle, antistatische Kügelchen (\varnothing 3 mm) aus PPC Polypropylen. (WEZ Kunststoffwerk AG, Oberentfelden).

Mit dieser Methode konnten die Verluste und die Kontamination des Harns durch Kot auf ein Minimum reduziert werden.



Abbildung 3.: Katzentoirette nach Schade (2006)

3.4. Futter und Fütterung

Es wurden sechs verschiedene Futterrationen eingesetzt. Die Rationen basierten auf der Grundlage von drei verschiedenen Proteinquellen. Als hochwertiges tierisches Protein wurde fettarmes Muskelfleisch vom Rind gewählt. Als minderwertiges tierisches Protein wurde Rinderlunge eingesetzt und als pflanzliche Proteinquelle diente ein Konzentrat aus Sojaprotein Arcon S (Sugro AG, Basel).

High Dose und Low Dose Protein

Die High Dose Rationen wurden so berechnet, dass 60 % (± 5 %) der Energie aus den Proteinquellen stammten, wogegen bei den Low Dose Rationen nur 20 % (± 5 %). Die berechnete Zusammenstellung der Rationen können Tabelle 10 entnommen werden.

Je nach Ration wurde zu den verschiedenen Proteinquellen die entsprechende Menge Rindertalg und Rinderleber beigemischt. Die Zutaten wurden in einer Teigknetmaschine möglichst homogen gemischt. Danach wurde das Futter in kochfeste Vakuumbutel abgepackt. Die Futter kamen während 15 - 20 Minuten in 90 °C heisses Wasser. Gleich nach dem Kochen wurden die Beutel in

Eiswasser abgekühlt und danach bei -18°C eingefroren. Alle vier bis fünf Tage wurde Futter zum Verbrauch aufgetaut und danach im Kühlschrank aufbewahrt. Vor der Fütterung wurden Mineralstoffe in Form einer speziell hergestellten Mischung sowie Taurin als Reinsubstanz entsprechend des Bedarfes der Katzen dem Futter zugefügt. Der Bedarf wurde nach den NRC-Normen (1986), die zu dem Zeitpunkt aktuell waren, geschätzt.

Tabelle 10.: Zusammenstellung der Futterrationen in % und errechnete Energie aus Protein (E_P) in %

Ration	Protein			Leber (Rind)	Talg (Rind)	E_P
	Fleisch (Rind)	Lunge (Rind)	Sojaprotein (Arcon S)			
FH	93	-	-	-	7	60
FL	74	-	-	-	26	25
LH	-	86	-	9	5	60
LL	-	72	-	7	21	25
SH	-	-	68	7	25	61
SL	-	-	34	4	62	20

Die Katzen wurden zweimal täglich gefüttert. Die Fütterungszeiten wurden auf morgens und abends festgelegt, um eine möglichst ausgeglichene Futteraufnahme zu gewährleisten. Die zur Verfügung gestellte Futtermenge wurde nach dem Energiebedarf der Katzen und dem Energiegehalt des Futters berechnet.

3.5. Probeentnahmen

3.5.1. Urinsammlung

Der Urin wurde täglich komplett gesammelt. Der Urin wurde gepoolt und davon 40, 20, 10 und 5 % in verschiedenen Behältern bei -20 °C aufgehoben. Aus dem Rest wurde täglich das Spezifische Gewicht mittels Refraktometer bestimmt.

Die 20 % Sammelprobe wurde jeweils nach Ende der Versuchsphase über zwei Tage lyophilisiert (Christ[®] Loc-2m), mechanisch zerkleinert und danach in einem Exikator aufbewahrt. Die übrigen, gepoolten Proben wurden kurz vor der Analyse aufgetaut.

3.5.2. Kotsammlung

Der Kot wurde täglich komplett gesammelt. Anhaftende Polypropylenkügelchen und Katzenhaare wurden mit Pinzetten entfernt. 80 % des Kotes wurden bei -20 °C aufbewahrt. Die Proben wurden jeweils nach Ende der Versuchsphase über 48 Stunden als Sammelprobe lyophilisiert (Christ[®] Loc-2m). Nach der Trocknung wurden die Proben 24 h bei Raumtemperatur und -feuchte stehen gelassen. Danach wurden die Proben gemahlen (Rätsch-Ultrazentrifugalmühle Typ ZM1, Sieb ø 0.5 cm) und analysiert.

3.5.3. Futterproben

Zur Analyse wurden die Futterproben während 48 Stunden lyophilisiert (Christ[®] Loc-2m) und dann mechanisch zerkleinert. Danach wurden die Proben analysiert.

3.6. Analysen

3.6.1. Weender-Analyse

Die Weender-Analysen der Futter- und Kotproben wurden am Institut für Tierernährung nach den gängigen Vorschriften gemacht. Es wurde jeweils eine Doppelbestimmung durchgeführt.

- Trockensubstanz (TS): Für die Bestimmung der TS wurden 3 - 5 g Futter bei 105 °C im Trockenschrank (Heraeus UT 6060) bis zur Gewichtskonstanz getrocknet.

Die Kotproben wurden gemischt und gewogen. Anschliessend wurden sie 48 h gefriergetrocknet, gewogen und nach weiteren 24 Stunden erneut gewogen.

Gleichzeitig zu den weiteren Analysen wurde die Trockensubstanz der bereits getrockneten Proben mit Hilfe des TS/Ra-Automaten TGA-500 von Leco® dreimal bestimmt. Der absolute Trockensubstanzgehalt wurde aus dem Wasserverlust bei der Verarbeitung und dem später erneut bestimmten TS-Gehalt berechnet.

Die Trockensubstanz der Urinsammelproben wurden vom aufgetauten Urin mit dem TS/Ra Apparat TGA-500 von Leco® dreifach bestimmt.

- Rohasche (Ra): Zur Bestimmung der Rohasche wurden 3 - 5 g des Probenmaterials über 16 Stunden bei 550 °C im Muffelofen (Heraeus M110) verascht.

- Rohprotein (Rp): Zur Bestimmung des Rohproteingehaltes wurde das Kjeldahl-Verfahren angewendet. Dabei wurden 1 - 2 g des Untersuchungsmaterials mit konzentrierter Schwefelsäure aufgeschlossen (1007 Digester Foss Tecator). Dadurch wird der vorhandene Stickstoff in Ammoniumsulfat umgewandelt. Anschliessend wurde Natronlauge zugegeben um den Ammoniak freizusetzen. Dieser wurde dann titrimetrisch bestimmt (2300 Kjeltex Analyzer Unit). Daraus wurde der Rohproteingehalt mit folgender Formel berechnet: $Rp = N\text{-Gehalt} \times 6.25$

- Rohfett (Rfe): Zum Aufschluss der Probe wurden 3 - 5 g des Untersuchungsmaterials mit 8 %iger Salzsäure und 1 - 2 g Celite während einer Stunde gekocht (1047 Hydrolyzing Unit Soxtec System). Danach wurde die Probe abgekühlt, filtriert, gewaschen und getrocknet. Zum Schluss folgte eine zweistündige Extraktion mit Petroläther im Soxhletapparat (2050 Soxtec Avanti)

- Rohfaser (Rfa): 1 - 2 g des Probenmaterials wurden mit Aceton entfettet und danach während 30 Minuten mit 1.25 %iger Schwefelsäure und Kalilauge gekocht (Fibertec Hot Extractor® 2010). Dann wurden die Proben mit heissem Wasser gespült und erneut mit Aceton gewaschen. Darauf folgte eine zweistündige Trocknung bei 130 °C im Trockenschrank (Heraeus UT 6060). Nach der Trocknung wurden die Proben ein erstes Mal gewogen. Anschliessend wur-

den die Proben während vier Stunden im Muffelofen (Heraeus M110) bei 550 °C verascht. Das zweite Wiegen erfolgte nach der Abkühlung im Exikator. Der Rohfasergehalt wurde als Differenz der zwei Wägungen berechnet.

- Stickstofffreie Extrakte (NfE): Der NfE-Anteil wurde nach folgender Formel berechnet: $NfE = TS - (Ra + Rp + Rfe + Rfa)$

3.6.2. Bruttoenergie

Die Bruttoenergiebestimmung erfolgte mittels anisothermischer Bombenkalorimetrie (IKA-Kalorimeter C 2000 basic).

- Futter: Vor der Bestimmung der Bruttoenergie wurde das Futter getrocknet und gemahlen. 0.5 - 0.7 g der Futterprobe wurden in einem Quarztiegel und mit einem Baumwollzündfaden bekannter Energie verbrannt. Der eingesetzte Modus war Isoperibol 25°C und die Energie jeder Probe wurde fünfmal bestimmt.

- Harn und Kot: Die Bruttoenergie der Harn- und Kotproben wurde dreifach bestimmt. Die Harnproben wurden lyophilisiert, die Kotproben lyophilisiert und gemahlen untersucht. 0.5 – 0.7 g des Untersuchungsmaterials wurden in Einwegtiegel bestimmten Brennwertes eingewogen. Die Verbrennung erfolgte mit dem Modus Isoperibol 25°C, jedoch ohne Baumwollzündfaden.

3.6.3. Stickstoff- und Kohlenstoffgehalt

Die Bestimmung des Kohlenstoff- und Stickstoffgehaltes erfolgte im CN-Analyser CN-2000 von Leco® des Instituts für Nutztierwissenschaften an der ETH Zürich. Jede Probe wurde dreimal bestimmt.

Im CN-Analyser verbrennen die Proben in einer reinen Sauerstoffatmosphäre. Während der Verbrennung werden der Kohlenstoff und der Stickstoff des Probenmaterials in die Verbrennungsgase CO₂, N₂ und NO_x umgewandelt. Diese Gase werden dann durch eine Infrarotzelle (IR) zur Bestimmung des Kohlenstoffgehaltes sowie durch eine TC-Zelle (Wärmeleitfähigkeitsmessung) zur Bestimmung des N₂-Gehalts geleitet.

- Futter: Das Futter wurde als gemahlene, ursprüngliche Substanz analysiert. Es wurden 0.2 g der Proben eingewogen.
- Harn: Die gesammelten Urinproben wurden mehrere Stunden vor der Analyse aufgetaut. 0.5 g des flüssigen Untersuchungsmaterials wurden eingewogen und analysiert.
- Kot: Von den getrockneten Proben wurden jeweils 0.2 g eingewogen und analysiert.

3.6.4. Ammoniak

Die Ammoniakbestimmung erfolgte mit einer ionenselektiven Elektrode (Mettler Toledo®). Entsprechend der jeweils notwendigen Verdünnung wurde nach der Bestimmung der Wert auf die Originalsubstanz hochgerechnet.

Voruntersuchungen zeigten, dass es keinen signifikanten Unterschied im Ammoniakgehalt von frischem 24h-Urin und eingefrorenem Urin gab. Deshalb wurden die aufgetauten Sammelproben untersucht.

3.6.5. Freie Aminosäuren

Die Aminosäuregehalte des Futters wurden am Institut für Tierernährung der Tierärztlichen Hochschule Hannover bestimmt. Anhand der bestimmten Gehalte wurde den Rationen nachträglich die entsprechende Menge Taurin zugesetzt.

Die Bestimmung der freien Aminosäuren im Urin erfolgte am Institut für Biochemie der Universität Zürich.

Die Bestimmung wurde mit einem Aminosäurenanalyser (Agilent) direkt aus dem verdünnten Urin gemacht und danach der Gehalt zurückgerechnet. Die Analyse erfolgte unter Verwendung von OPA/FMOC Chemie und Fluoreszenznachweis entsprechend der Empfehlungen des Herstellers.

3.6.6. Protein, Kreatinin, Harnstoff

- Protein: Der Proteingehalt im Urin wurde mit der Biuret-Methode bestimmt. Dabei wurde das Eiweiss aus dem Urin mittels 6.6 %iger Perchlorsäurelösung, die 1:1 mit dem Urin versetzt wurde, ausgefällt. Die Mischung wurde 10 Minuten stehen gelassen und danach zentrifugiert. Der Niederschlag wurde mit 1 ml Biuret-Reagenz und 0.02 ml Eiweiss-Standard in Lösung gebracht. Dann wurde die Probe 30 Minuten stehen gelassen und danach im Photometer bei 546 nm gegen destilliertes Wasser als Leerwert abgelesen. Daraus wurde der Proteingehalt pro Liter Urin mit folgender Formel berechnet:

$$\text{g Protein/1000 ml Urin} = \frac{\text{Ex(A)} - \text{Ex(L)}}{\text{Ex(S)} - \text{Ex(L)}} \times \text{C(S)} \times 0.02$$

Ex(A): Extinktion Probe
Ex(L): Extinktion Leerwert
Ex(S): Extinktion Standard
C(S): in g/1000ml

- Kreatinin/Harnstoff: Die Kreatinin- und die Harnstoffbestimmungen erfolgten mit dem Cobas Mira Roche mittels UV-Bestimmung. Für das Kreatinin wurde der Testkit AXON00005 (Roche[®]) verwendet und für den Harnstoff der Testkit AXON00072 (Roche[®]).

3.7. Berechnungen und Formeln

3.7.1. Bruttoenergie (BE)

Die Schätzung der Bruttoenergie des Futters erfolgte nach folgender Formel:

$$\text{BE} = 24 \times \text{Rp} + 38 \times \text{Rfe} + 17 \times \text{Rfa} + 17 \times \text{NfE}$$

BE: Bruttoenergie in kJ/100g
Rp: Rohprotein in %

Rfe:	Rohfett in %
Rfa:	Rohfaser in %
NfE:	Stickstofffreie Extraktstoffe in %

Die Schätzung der Harnenergie erfolgte mittels der Formel von Hoffmann und Klein (1980). Demnach entspricht 1 g C im Urin etwa 33 kJ und 1 g N im Schnitt 9 kJ.

$$\text{BE Urin} = 33 \times \text{C} + 9 \times \text{N}$$

BE:	Bruttoenergie Urin (kJ)
C:	g C im Urin
N:	g N im Urin

3.7.2. Verdaulichkeit der Bruttoenergie (sV BE)

Die Abschätzung der Verdaulichkeit der Bruttoenergie erfolgte nach folgender Formel:

$$\text{sV BE (\%)} = 87.9 - 0.88 \times \text{Rohfaser (\%TS)}$$

3.7.3. Verdauliche Energie (VE)

Die verdauliche Energie wurde mittels nachfolgender Formel berechnet:

$$\text{VE} = \text{BE} \times \text{sV BE (\%)} / 100$$

3.7.4. Umsetzbare Energie (UE)

Schätzung nach Kienzle (1999)

Um die UE zu schätzen, wurde eine Stickstoffkorrektur der VE vorgenommen. Fermentationsverluste wurden vernachlässigt.

$$\text{UE} = \text{VE} - 3.10 \text{ kJ/g Rohprotein}$$

Der Faktor von 3.1 wurde abgeleitet aus den mittleren renalen Energieverlusten pro Gramm verdaulichen Rohproteins (3.6 kJ/g bei der Katze) und einer mittleren Rohproteinverdaulichkeit im Futter (86 % bei der Katze)

Berechnung

Die Differenz aus aufgenommener Bruttoenergie über das Futter (BE_{Futter}) und ausgeschiedener Bruttoenergie über den Kot (BE_{Kot}), den Urin (BE_{Urin}) und das Methan (BE_{CH_4}) entspricht der umsetzbaren Energie. Die Energieausscheidung über das Methan ist bei der Katze gleich Null (nach Untersuchungen von Schade-Müller, unveröffentlicht). Demzufolge lässt sich die umsetzbare Energie folgendermassen berechnen:

$$UE = BE_{\text{Futter}} - (BE_{\text{Kot}} + BE_{\text{Urin}}) \quad (\text{alle Werte in kJ/kg KG/d})$$

Die Umsetzbarkeit der Energie ($u(E)$) lässt sich aus dem Verhältnis von umsetzbarer Energie (UE) zu der Bruttoenergie des Futters (BE_{Futter}) berechnen.

$$U(E) = \frac{UE}{BE_{\text{Futter}}}$$

3.7.5. Verdaulichkeit der einzelnen Nährstoffe

Die scheinbaren Verdaulichkeiten (sV) wurden anhand der erfassten Nährstoffe in Futter und Kot berechnet.

$$\text{sV Nährstoff} = \frac{F - K}{F} \times 100$$

- sV: scheinbare Verdaulichkeit in %
- F: Nährstoffmenge des Futters
- K: Nährstoffmenge des Kotes

3.7.6. Stickstoff (N)-Bilanz

Die Differenz aus dem mit dem Futter aufgenommenen (N_{Futter}) und dem mit dem Kot (N_{Kot}) und Urin (N_{Urin}) ausgeschiedenen Stickstoff entspricht dem retinierten Stickstoff ($N_{\text{retiniert}}$).

$$N_{\text{retiniert}} = N_{\text{Futter}} - (N_{\text{Kot}} + N_{\text{Urin}}) \quad (\text{alle Werte in g/kg KG/d})$$

Der Quotient aus dem retinierten Stickstoff und der Stickstoffaufnahme über das Futter ergibt die Stickstoffverwertung ($k(\text{N})$). Stickstoffverluste über Hautabschilferungen und Haare bleiben unberücksichtigt, da sie nur eine untergeordnete Rolle spielen. (Dekeyser, 1997)

$$k(\text{N}) = \frac{N_{\text{retiniert}}}{N_{\text{Futter}}}$$

3.8. Statistische Auswertung

Der Mittelwert (\bar{x}) und der Standardfehler ($\pm \text{SE}$) wurden bei der Auswertung von Einzelwerten verwendet. Regression- bzw. Korrelationsberechnungen wurden zur Darstellung der Abhängigkeit zweier Parameter eingesetzt.

Die abschliessende statistische Auswertung erfolgte mit dem Statistikprogramm Systat 8.0 (1997). Es wurden Varianzanalysen (Anova) durchgeführt und als nichtparametrischer Test wurde der Kruskal-Wallis Test verwendet.

4. RESULTATE

4.1. Analyse der Rationen

Abbildung 4 zeigt die prozentualen Anteile der Rohnährstoffe der unterschiedlichen Rationen. Die prozentualen Anteile an Rohprotein lagen bei den High Protein Rationen im Mittel bei $59.9 \pm 5.0 \%$ und bei den Low Protein Rationen im Mittel bei $28.5 \pm 4.7 \%$. Die Anteile an Rohfett lagen in den High Protein Rationen bei $26.2 \pm 2.4 \%$ und bei den Low Protein Rationen bei $62.4 \pm 3.2 \%$. Der berechnete Anteil an Bruttoenergie aus Protein betrug bei den High Protein Rationen durchschnittlich $60.9 \pm 3.9 \%$ und bei den Low Protein Rationen durchschnittlich $22.7 \pm 1.9 \%$.

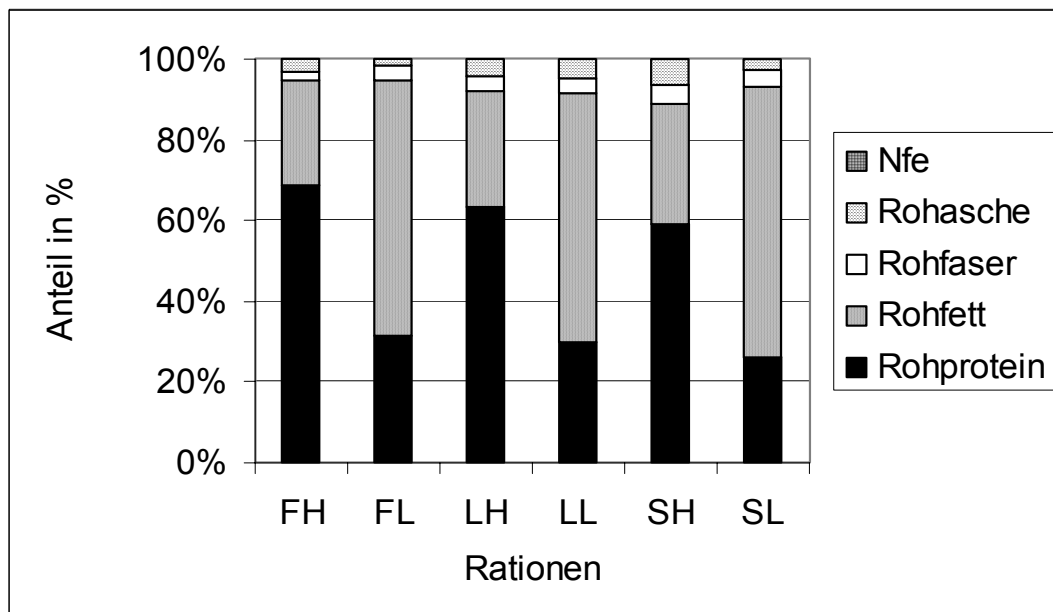


Abbildung 4: Anteil der Rohnährstoffe in den untersuchten Rationen in % der TS

Die Bruttoenergiegehalte der High Protein Rationen waren mit 2685.54 ± 21.84 kJ/100g TS signifikant niedriger als in den Low Protein Rationen mit 3236.87 ± 17.84 kJ/100g TS. Die Ergebnisse der Bombenisokalorimetrie sind in Tabelle 10 aufgeführt.

Der Rohproteingehalt der High Dose Protein Rationen war mit 60.6 ± 4.3 g/100g TS signifikant höher als der Rohproteingehalt der Low Dose Rationen mit 28.5 ± 2.72

g/100g TS. Die Rohnährstoffgehalte der Rationen sind im Anhang, Tabelle I aufgeführt. Die Ergebnisse der Bombenisokalorimetrie und der berechnete Energieanteil aus Protein ist in Tabelle 10 dargestellt.

Tabelle 10: Analysierter Bruttoenergiegehalt sowie Energieanteil aus Protein der unterschiedlichen Futterrationen (Signifikanzniveau = 0.05)

	TS (%)	BE (KJ/100g TS)	BE _P (%)
FH	23.3	2788 ^a	59.4
FL	49.3	3190 ^b	24.1
LH	25.6	2625 ^d	58.0
LL	44.0	3280 ^c	22.4
SH	26.9	2603 ^e	63.8
SL	39.8	3234 ^{bc}	18.2

TS: Trockensubstanz

BE: Bruttoenergie (analysiert)

BE_P: Anteil Bruttoenergie aus Protein (berechnet aus Analyseergebnissen)

4.1.1. Aminosäurenbestimmung

Die prozentualen Anteile der Aminosäuren in der Futter-TS unterschieden sich nicht deutlich in den verschiedenen Rationen. Tendentiell waren die Gehalte an allen Aminosäuren in den High Protein Rationen höher als in den Low Protein Rationen.

Tabelle 11: Prozentualer Aminosäurenanteil in der Futter-TS der unterschiedlichen Rationen

Ration	FH	FL	LH	LL	SH	SL
Arginin	0.44	0.18	0.40	0.22	0.36	0.18
Histidin	0.20	0.10	0.15	0.08	0.13	0.06
Isoleucin	0.30	0.15	0.23	0.13	0.23	0.12
Leucin	0.51	0.24	0.52	0.29	0.38	0.19
Lysin	0.52	0.25	0.42	0.23	0.29	0.16
Methionin	0.17	0.08	0.11	0.07	0.07	0.04
Phenylalanin	0.28	0.12	0.33	0.19	0.25	0.13
Taurin	0.00	0.01	0.04	0.02	0.00	0.01
Threonin	0.28	0.13	0.25	0.14	0.17	0.09
Valin	0.35	0.15	0.40	0.22	0.25	0.13

4.2. Allgemeine Beobachtungen

Der Gesundheitszustand der sechs Katzen war während der ersten 5 Messphasen ungestört. Während Phase 6 musste eine Katze aus dem Versuch genommen werden, da sie während der Anfütterungsperiode einen Fremdkörper aufgenommen hatte und dieser operativ entfernt werden musste.

Die Angewöhnung an das Futter verlief bei den Fleisch- und Lungerationen problemlos, die Angewöhnung an die Sojarationen brauchte etwas mehr Zeit.

4.3. Futteraufnahme

In Tabelle 12 ist die Futteraufnahme in g TS/kg KM/d und in g TS/kg KM^{0.75}/d angegeben. Die Soja Low Protein Ration wurde signifikant schlechter gefressen als die Fleisch- und Lungerationen. Tendenziell wurde auch die Soja High Protein Ration schlechter gefressen als die Fleisch- und die Lungerationen.

Insgesamt wurden die High Protein Rationen gegenüber den Low Protein Rationen tendenziell besser aufgenommen.

Tabelle 12: Futteraufnahme in g TS/kg KM/d und g TS/kg KM^{0.75}/d), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	g TS/kg KM/d	g TS/kg KM ^{0.75} /d
FH	12.39 ± 1.05 ^a	16.34 ± 1.59 ^a
FL	15.04 ± 1.62 ^a	19.05 ± 1.88 ^a
LH	12.32 ± 0.62 ^a	16.03 ± 0.74 ^a
LL	13.69 ± 1.23 ^a	18.17 ± 1.04 ^a
SH	10.73 ± 2.99 ^{ab}	13.56 ± 3.58 ^{ab}
SL	5.88 ± 1.48 ^b	7.44 ± 1.96 ^b

4.4. Änderung der Körpermasse

Die Körpermasse der Katzen änderte sich während der 7-tägigen Messphasen in Abhängigkeit der gefütterten Rationen in einem Bereich von +0.11 ± 0.03 kg bis – 0.14 ± 0.04kg. Die Katzen verloren mit den Sojarationen an Gewicht, während sie bei Fütterung der Fleisch- und Lungerationen leicht schwerer wurden. In Tabelle 13 werden die Veränderungen der KM während der Fütterung der einzelnen Rationen aufgeführt.

Tabelle 13: Veränderung der KM in kg während der Messphasen, unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	Gewichtsveränderung
FH	0.11 ± 0.03 ^a
FL	0.07 ± 0.01 ^{ab}
LH	0.01 ± 0.01 ^c
LL	0.08 ± 0.01 ^a
SH	-0.07 ± 0.05 ^{bcd}
SL	-0.14 ± 0.04 ^d

4.5. Ergebnisse der Kotuntersuchungen

4.5.1. Kotmenge

Die Kotmenge, welche von den Katzen täglich ausgeschieden wurde, unterschied sich nicht signifikant in Abhängigkeit der gefütterten Rationen. Eine Übersicht über die gesammelten Kotmengen gibt Tabelle 14.

Tabelle 14: Ausgeschiedene Kotmenge (g/kg KM/d) pro Ration

Ration	Kotmenge
FH	1.1 ± 0.6
FL	0.6 ± 0.5
LH	1.9 ± 0.6
LL	1.3 ± 0.5
SH	6.7 ± 0.4
SL	1.8 ± 0.7

4.5.2. Zusammensetzung

Trockensubstanz

Die Trockensubstanz des Kotes war bei Fütterung der Soja High Protein Ration mit $19.6 \pm 1.4\%$ TS im Vergleich zu den Perioden mit den Fleisch- und Lungerationen signifikant niedriger. Die Trockensubstanzgehalte im Kot bei Aufnahme der einzelnen Rationen sind in Tabelle 15 aufgeführt.

Tab 15: TS des Kotes (%), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	TS
FH	44.0 ± 5.0 ^a
FL	44.9 ± 4.6 ^a
LH	31.8 ± 2.3 ^a
LL	40.5 ± 4.7 ^a
SH	19.6 ± 1.4 ^b
SL	28.4 ± 5.8 ^{ab}

Rohproteingehalt

Der Rohproteingehalt des Kotes war bei der Fleisch High Dose Ration und den beiden Lungerationen signifikant höher als bei der Fleisch Low Dose und den Soja High und Low Dose Rationen. Die höchste Ausscheidung an Rohprotein über den Kot konnte bei Fütterung der Lunge High Dose Ration mit 39.2 ± 1.3 g/100 g TS ermittelt werden. Die RP-Gehalte der Kot-TS sind in Tabelle 16 aufgeführt.

Tab 16: Rohproteingehalt des Kotes (g/100 g TS), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	RP-Gehalt
FH	30.8 ± 3.1 ^a
FL	19.9 ± 2.4 ^b
LH	39.2 ± 1.3 ^a
LL	31.5 ± 1.4 ^a
SH	21.7 ± 0.7 ^{bc}
SL	21.3 ± 2.3 ^{bc}

N-Gehalt

Die Ausscheidung von Stickstoff über den Kot bei Fütterung der Lunge High Protein Ration war mit 7.0 ± 0.3 g/100g TS signifikant höher als bei Aufnahme aller anderen Rationen ausser der Fleisch High Protein Ration. Der Stickstoffgehalt des Kotes

während der Lunge Low Protein Fütterung war signifikant höher als die Gehalte bei Aufnahme der Soja Rationen sowie der Fleisch Low Protein Ration. Tabelle 17 gibt einen Überblick über den Stickstoffgehalt im Kot.

Auf die totale Stickstoffausscheidung pro Ration wird im Kapitel Stickstoffbilanz (Kapitel 3.7.) genauer eingegangen.

Tabelle 17: Stickstoffgehalt im Kot (g/100 g TS), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	N
FH	5.5 ± 0.5 ^{abc}
FL	3.5 ± 0.5 ^{ad}
LH	7.0 ± 0.3 ^b
LL	5.7 ± 0.2 ^c
SH	3.6 ± 0.1 ^d
SL	3.6 ± 0.3 ^d

Bruttoenergie

Die Bruttoenergie des Kotes ist in Tabelle 18 aufgeführt. Tendenziell wurde während der Perioden mit den Low Protein Rationen Kot mit einer höheren Energiedichte ausgeschieden. Auffällig war diese Tatsache vor allem bei den Rationen mit Soja und Fleisch als Proteinquelle. Die gesamte Energieumsetzung pro kg Körpermasse wird im Kapitel Energiebilanz (Kapitel 3.8) erläutert.

Tabelle 18: Bruttoenergie im Kot (kJ/100g TS), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	BE
FH	1819 ± 137 ^{ab}
FL	2357 ± 216 ^{ac}
LH	2310 ± 63 ^c
LL	2490 ± 168 ^c
SH	1788 ± 36 ^a
SL	2266 ± 107 ^{bc}

4.6. Verdaulichkeit des Rohproteins und der Bruttoenergie

Die Fleisch High Protein Ration wies mit 98.2 ± 0.4 % eine signifikant höhere Verdaulichkeit des Rohproteins auf als die Lunge- und Sojarationen. Bei der Fleisch Low Protein Ration war das Rohprotein mit 97.9 ± 0.5 % signifikant besser verdaulich im Vergleich zu den anderen Low Protein Rationen mit 93.3 ± 1.9 %, sowie 86.2 ± 5.1 %. Im Vergleich mit den Lunge- und der Soja High Protein Rationen waren die Unterschiede der Verdaulichkeit weniger ausgeprägt. Die Verdaulichkeit zeigte keine signifikante Abhängigkeit vom Rohproteingehalt (Abb. 5)

Die scheinbare Fettverdaulichkeit unterschied sich nicht zwischen den sechs Versuchsrationen (Abb. 5)

Die scheinbare Verdaulichkeit der Bruttoenergie war nur bei der Fleisch High Protein Ration signifikant höher als bei den Sojarationen.

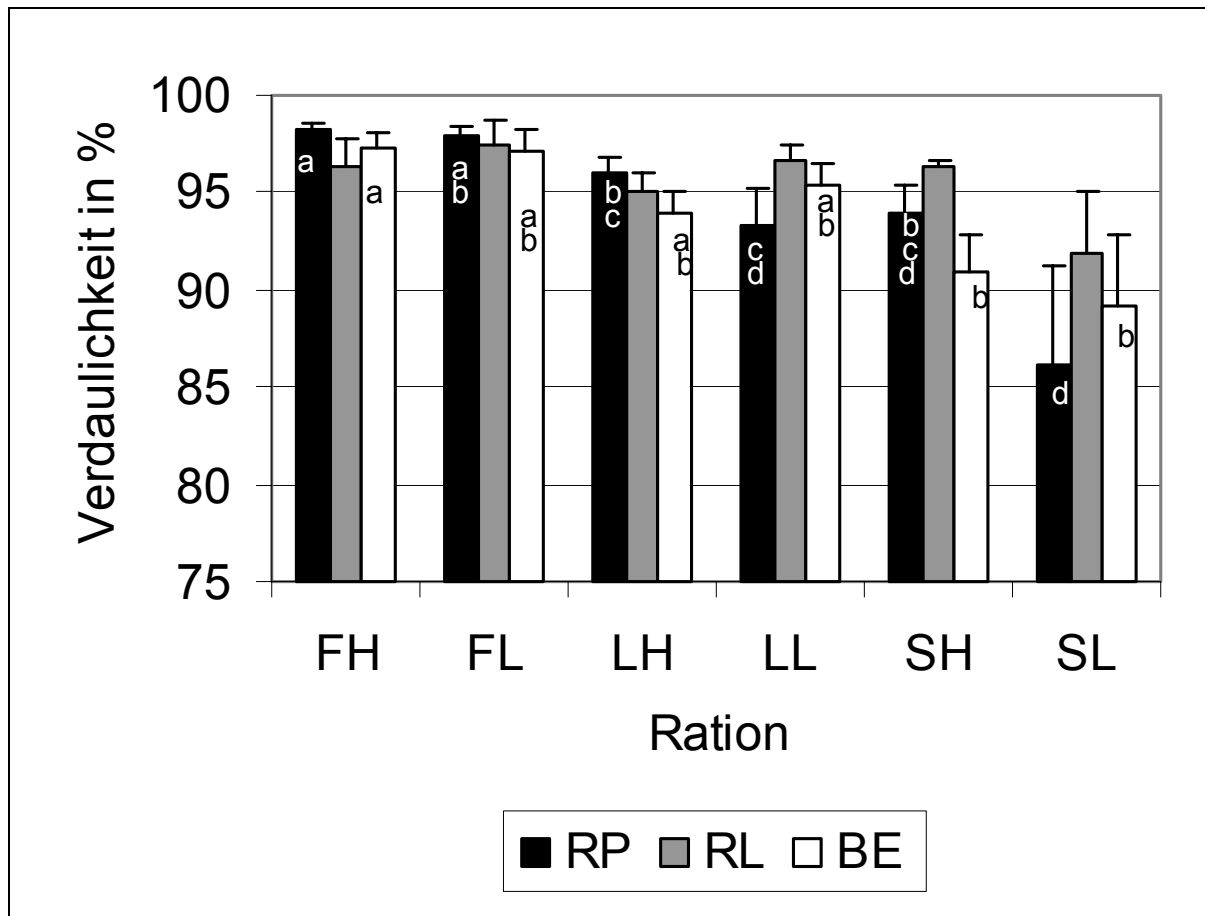


Abbildung 5: scheinbare Verdaulichkeit von Rohprotein (RP), Rohfett (RL) und Bruttoenergie (BE), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

4.7. Aufnahme an verdaulichem Rohprotein und verdaulicher Energie

Bei der Proteinaufnahme gab es versuchsbedingt signifikante Unterschiede zwischen der High Protein Ration und der Low Protein Ration. Ausserdem war die Proteinaufnahme bei der Fleisch und Lunge Low Protein Ration signifikant höher als bei der Soja Low Protein Ration. Die mittleren Proteinaufnahmen bei Fütterung der unterschiedlichen Rationen sind in Tabelle 19 aufgeführt.

Der Proteinbedarf von 3.1 g/kg $KM^{0.75}/d$ (NRC, 2006) wurde bei allen Tieren und allen Rationen gedeckt, ausser während der Fütterung der Soja Low Protein Ration.

Tabelle 19: Rohproteinaufnahme und Aufnahme an verdaulichem Protein, alle Angaben in g/kg KM^{0.75}/d, unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	RP-Aufnahme	vRP-Aufnahme
FH	7.9 ± 1.5 ^a	7.8 ± 1.1 ^a
FL	5.0 ± 0.5 ^b	4.7 ± 0.5 ^b
LH	7.7 ± 0.4 ^a	7.6 ± 0.4 ^a
LL	4.0 ± 0.4 ^b	3.7 ± 0.2 ^b
SH	5.4 ± 1.5 ^{ab}	5.0 ± 1.3 ^{ab}
SL	1.4 ± 0.4 ^c	1.2 ± 0.2 ^c

4.8. Urinuntersuchungen

4.8.1. Urinmenge

Die ausgeschiedene Urinmenge war bei Aufnahme der Fleisch High Protein Ration mit 33.1 ± 0.6 signifikant höher als bei den Low Protein Rationen und den Soja Rationen. Eine Übersicht über die ausgeschiedenen Urinmengen (g/kg KM/d) in Abhängigkeit der Ration gibt Tabelle 20.

Tabelle 20: Ausgeschiedene Urinmenge (g/kg KM/d) pro Ration, unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	Urinausscheidung
FH	33.1 ± 0.6 ^a
FL	14.3 ± 0.5 ^b
LH	17.6 ± 0.6 ^{ab}
LL	13.2 ± 0.5 ^b
SH	16.6 ± 0.4 ^b
SL	12.4 ± 0.7 ^b

4.8.2. Spezifisches Gewicht und Trockensubstanz

Die Mittelwerte des spezifischen Gewichtes (SG) lagen während des gesamten Versuches im Normbereich. Die Normwerte sind in der Einleitung in Tabelle 6. aufgeführt.

Der Trockensubstanzgehalt des Urins war nicht abhängig von den Rationen. Die Gehalte sind in Tabelle 21 aufgeführt.

Tabelle 21: TS-Gehalt in % und Spezifisches Gewicht des Urins

Ration	TS	SG
FH	8.2 ± 0.6	1047
FL	8.5 ± 0.7	1045
LH	8.1 ± 0.6	1048
LL	8.5 ± 0.9	1045
SH	7.7 ± 0.5	1043
SL	8.2 ± 0.6	1044

4.8.3. Stickstoff- und Kohlenstoffgehalt

Generell war die N-Ausscheidung bei allen High Dose Rationen höher als bei den entsprechenden Low Dose Rationen. Der Stickstoffgehalt des Urins bei Fütterung der Lunge High Protein Ration war mit 56.4 ± 2.8 g/100 g TS signifikant höher als derjenige bei Aufnahme der Sojationen und aller Low Protein Rationen. Die Kohlenstoffausscheidung über den Urin war nicht abhängig von der Ration.

Tabelle 22 zeigt einen Überblick über den Stickstoff- und den Kohlenstoffgehalt des Urins.

Tabelle 22: Stickstoff- und Kohlenstoffgehalt im Urin (g/100g TS), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	N	C
FH	54.5 ± 3.6 ^{ab}	30.7 ± 1.8
FL	43.2 ± 3.1 ^c	29.6 ± 2.4
LH	56.4 ± 2.8 ^a	31.3 ± 2.6
LL	44.4 ± 2.5 ^{bc}	29.3 ± 2.7
SH	46.5 ± 3.6 ^{bc}	28.9 ± 2.4
SL	43.4 ± 4.0 ^{bc}	29.4 ± 3.0

4.8.4. Bruttoenergie

Die Bruttoenergie des Urins in der TS ergab Werte von 995 ± 56 bis 1081 ± 30 kJ/100 g TS. Die Werte unterscheiden sich nicht signifikant voneinander und sind in Tabelle 23 aufgelistet.

Tabelle 23: Bruttoenergiegehalt des Urins (kJ/100g TS)

Ration	BE
FH	1081 ± 30
FL	1078 ± 43
LH	1060 ± 23
LL	1022 ± 54
SH	995 ± 56
SL	1008 ± 56

4.8.5. Totalprotein, Harnstoff, Kreatinin und Ammoniak

Bei jeder Ration konnte Protein im Urin nachgewiesen werden. Die ausgeschiedene Menge pro kg Körpermasse und Tag reichte von 3.00 ± 0.66 mg bis 5.69 ± 3.31 mg. Allerdings konnten keine signifikanten Unterschiede in Abhängigkeit der Rationen festgestellt werden.

Resultate

Die Harnstoffausscheidung mit dem Urin war im Gegensatz zur Proteinausscheidung bei Aufnahme der Fleisch High Protein Ration mit 2762 ± 313 mg/kg KM/d signifikant höher als bei Fütterung der übrigen Rationen. Während der Fütterung der Lunge High Protein Ration wurde mit 1812 ± 334 mg/kg KM/d signifikant mehr Harnstoff ausgeschieden als bei Aufnahme der Soja Low Protein Ration mit 766 ± 46 mg/kg KM/d.

Die Kreatininausscheidung war bei Fütterung der Lunge- und der Sojarationen nicht signifikant unterschiedlich. Bei Aufnahme der Fleischrationen war die Kreatininausscheidung mit 58.12 ± 1.98 und 54.05 ± 3.21 mg/kg KM/d signifikant höher als bei Aufnahme der Lunge- und der Sojarationen mit 35.52 ± 3.21 mg/kg KM/d, beziehungsweise 43.33 ± 2.30 mg/kg KM/d.

Die Ammoniakausscheidung im Urin war bei der Fleisch High Protein mit 46.7 ± 6.6 mg/kg KM/d signifikant höher als bei den Soja High und Low Protein und den übrigen Low Protein Rationen. Die Ammoniakausscheidung bei Aufnahme der Lunge High Protein Ration war mit 39.7 ± 7.8 mg/kg KM/d signifikant höher als bei den Sojarationen. Bei den Lunge- und den Sojarationen zeigten sich keine signifikanten Unterschiede zwischen den High Protein und Low Protein Rationen. Eine Übersicht der N-haltigen Substanzen im Urin gibt Tabelle 24. Die Abhängigkeit der einzelnen N-haltigen Substanzen im Urin von der täglichen Proteinaufnahme wird in der Diskussion detailliert erläutert.

Tabelle 24: Ausscheidung N-haltiger Substanzen im Urin (mg/kg KM/d), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	Totalprotein	Harnstoff	Kreatinin	Ammoniak
FH	4.68 ± 1.97	2762 ± 313^a	58.12 ± 1.98^a	46.7 ± 6.6^a
FL	3.00 ± 0.66	1028 ± 36.8^b	54.05 ± 3.21^{ac}	23.7 ± 1.0^{bd}
LH	3.36 ± 1.27	1812 ± 334^{ab}	35.52 ± 4.80^b	39.7 ± 7.8^{ab}
LL	5.69 ± 3.31	920 ± 69^{bc}	43.33 ± 2.30^{bc}	25.5 ± 2.7^b
SH	3.54 ± 1.19	1266 ± 298^{bc}	47.39 ± 16.36^{ab}	10.1 ± 5.5^{cd}
SL	3.65 ± 1.97	766 ± 46^c	48.14 ± 5.52^{ab}	10.3 ± 3.3^c

4.8.6. Freie Aminosäuren

Tryptophan wurde von keiner Katze ausgeschieden. Folgende Aminosäuren konnten im Urin nachgewiesen werden: Asparaginsäure, Glutaminsäure, Serin, Histidin, Glycin, Threonin, Alanin, Arginin, Tyrosin, Valin, Methionin, Phenylalanin, Isoleucin, Leucin, Lysin, Prolin und Taurin. Allerdings gab es keine signifikanten Unterschiede in Abhängigkeit von den Rationen (Tabelle 25).

Die Threoninausscheidung war ebenfalls unabhängig von der Ration. Es traten aber signifikante, nicht geschlechtsbezogene Unterschiede (von 114.07 ± 20.01 bis 308.24 ± 54.23 mg/100g TS) zwischen den einzelnen Katzen auf.

Die Felininausscheidung über den Urin konnte im vorliegenden Versuch nicht bestimmt werden.

4.9. Energiebilanz

Die Mittelwerte der Bruttoenergie, die mit dem Futter aufgenommen und mit Kot und Urin ausgeschieden wurde, sowie der umsetzbaren Energie sind in Tabelle 26 dargestellt.

Die aufgenommene Bruttoenergie über das Futter pro kg Körpermasse und Tag war bei der Soja Low Protein Ration mit 202.2 ± 46.8 kJ/kg KM/d signifikant niedriger als bei den Fleisch und Lunge Rationen. Die Energieaufnahme aus den Fleisch und Lunge Low Protein Rationen war mit 426.3 ± 65.4 und 389.8 ± 57.3 kJ/kg KM/d signifikant höher als aus den entsprechenden High Protein Rationen mit 346.9 ± 29.1 sowie 325.2 ± 15.6 kJ/kg KM/d.

Die Energieausscheidung über den Kot war nicht abhängig vom Rationstyp. Im Gegensatz dazu wurde bei Fütterung der Fleisch High Protein und der Lunge High Protein Ration mit 28.4 ± 3.2 und 17.2 ± 3.5 kJ/kg KM/d signifikant mehr Energie mit dem Urin ausgeschieden als bei Fütterung der Low Protein Rationen derselben Proteinquelle und den Sojarationen.

Resultate

Tabelle 25: Freie Aminosäuren im Urin (mg/100 g TS)

	FH	FL	LH	LL	SH	SL
Asp	36 ± 20	75 ± 37	28 ± 15	17 ± 8	87 ± 25	87 ± 26
Glu	491 ± 103	830 ± 300	415 ± 35	632 ± 143	771 ± 91	821 ± 118
Ser	191 ± 27	285 ± 39	213 ± 23	261 ± 39	240 ± 28	290 ± 29
His	321 ± 23	414 ± 68	410 ± 43	495 ± 87	388 ± 57	436 ± 31
Gly	181 ± 42	209 ± 31	187 ± 26	207 ± 64	198 ± 57	166 ± 26
Thr	279 ± 65	265 ± 46	205 ± 44	119 ± 25	184 ± 30	154 ± 36
Ala	2480 ± 303	2842 ± 596	1041 ± 168	1631 ± 215	2043 ± 578	2434 ± 459
Arg	460 ± 233	666 ± 143	686 ± 59	516 ± 109	707 ± 207	874 ± 161
Tyr	514 ± 84	609 ± 168	748 ± 168	765 ± 126	806 ± 228	1194 ± 166
Val	1633 ± 1418	1712 ± 1448	1259 ± 1068	1022 ± 7523	1229 ± 1097	215 ± 211
Met	1828 ± 539	3541 ± 2006	2217 ± 881	2898 ± 1076	1720 ± 567	3057 ± 1471
Phe	85 ± 47	126 ± 43	98 ± 40	91 ± 59	152 ± 28	244 ± 65
Ile	382 ± 123	208 ± 48	287 ± 63	321 ± 115	96 ± 43	76 ± 45
Leu	328 ± 56	332 ± 41.69	430 ± 126	318 ± 48	253 ± 97	283 ± 61
Lys	108 ± 20	131 ± 28	327 ± 237	181 ± 42	266 ± 39	327 ± 82
Pro	36 ± 25	45 ± 27	35 ± 22	32 ± 17	20 ± 14	73 ± 73
Taurin	1541 ± 818	1421 ± 958	0 ± 0	189 ± 189	0 ± 0	0 ± 0

Die Aufnahme an umsetzbarer Energie der Katzen war stark von der gefütterten Ration abhängig. Bei der Fütterung der Fleisch Low Protein Ration und der Lunge Low Protein Ration konnte mit 351 ± 72 , sowie 300 ± 59 kJ UE/kg KM/d (mit Ausnahme von der Lunge High Protein Ration mit 219 ± 8 kJ/kg KM/d.) eine signifikant höhere Aufnahme an umsetzbarer Energie gemessen werden. Während der Fütterung der Sojarationen wurde mit 128 ± 42 und 154 ± 52 kJ UE/kg KM/d tendenziell weniger Umsetzbare Energie aufgenommen. Die aufgenommene Energie in kJ UE/kg KM/d in Abhängigkeit der gefütterten Ration wird in Tabelle 26 dargestellt.

Tabelle 26: Bruttoenergieaufnahme (BE_{Futter}), Bruttoenergieausscheidung mit Kot und Urin (BE_{Kot} , BE_{Urin}), sowie Umsetzbare Energie (UE), alle Angaben in kJ/kg KM/d, unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	BE_{Futter}	BE_{Kot}	BE_{Urin}	UE
	Aufnahme	Ausscheidung		Total Aufnahme
FH	346.9 ± 29.15^a	$9.4 \pm 8.24.68$	28.4 ± 3.2^a	210.7 ± 35.2^a
FL	426.3 ± 65.4^b	7.9 ± 7.2	13.7 ± 0.4^b	351.5 ± 71.5^b
LH	325.2 ± 15.6^a	16.1 ± 13.5	17.2 ± 3.5^{ab}	219.1 ± 7.7^{ab}
LL	389.8 ± 57.3^b	12.7 ± 9.0	11.0 ± 1.0^b	300.4 ± 58.9^b
SH	276.4 ± 73.8^{abc}	29.0 ± 12.3	14.1 ± 3.3^b	154.2 ± 51.6^a
SL	202.2 ± 46.8^c	15.2 ± 10.1	9.3 ± 0.7^b	128.3 ± 41.7^a

4.10. Stickstoffbilanz

Die Stickstoffaufnahme mit dem Futter unterschied sich signifikant zwischen den Sojarationen mit einem Mittel von 1.74 ± 0.43 g/kg KM/d und den High Protein Rationen mit einem Mittel von 4.02 ± 0.44 g/kg KM/d. Eine Katze hatte bei Fütterung der Soja High Dose Ration eine Stickstoffaufnahme von nur 0.0125 g/kg KM/d. Die Ursache dafür war die schlechte Akzeptanz des Futters. Sie wurde in der Auswertung nicht mitberücksichtigt, da sie sowohl kaum Futter aufgenommen, als auch keinen Kot abgesetzt hatte.

Resultate

Die Aufnahme von Stickstoff aus den Fleisch und Lunge Low Protein Rationen war mit 2.63 ± 0.19 und 3.03 ± 0.30 g/kg KM/d signifikant höher als aus der Soja Low Protein Ration mit 0.68 ± 0.17 g/kg KM/d.

Die Stickstoffausscheidung über den Kot ergab keine signifikanten Unterschiede zwischen den einzelnen Rationen.

Der Ausscheidung von Stickstoff mit dem Urin allerdings zeigte mit 5.15 ± 0.93 g/kg KM/d signifikant höhere Werte bei der Fleisch High Protein Ration gegenüber der Lunge High Protein Ration sowie den Sojarationen.

Die Stickstoffbilanz war bei der Fleisch High Protein Ration und der Soja Low Protein Ration im Mittel negativ.

Bei der Fleisch High Dose Ration und den beiden Sojarationen war die N-Bilanz bezogen auf die N-Aufnahme im negativen Bereich.

Tabelle 27: N-Aufnahme über das Futter (N_{Futter}) in g/kg KM/d, N-Ausscheidung über Kot (N_{Kot}) und Urin (N_{Urin}) in g/kg KM/d, N-Bilanz ($N_{\text{retiniert}}$) in g/kg KM/d, sowie die N-Bilanz bezogen auf die N-Aufnahme (g/kg KM/d), unterschiedliche Buchstaben geben signifikante Unterschiede an (Signifikanzniveau = 0.05)

Ration	N_{Futter}	N_{Kot}	N_{Urin}	$N_{\text{retiniert}}$	$N_{\text{retiniert}}/g N_{\text{Futter}}$
FH	4.65 ± 0.79^{ab}	0.09 ± 0.03	5.15 ± 0.93^a	-0.16 ± 0.05^a	-0.04 ± 0.01^a
FL	2.63 ± 0.19^a	0.04 ± 0.02	1.82 ± 0.24^a	0.27 ± 0.07^b	0.11 ± 0.03^b
LH	4.78 ± 0.63^b	0.15 ± 0.03	3.01 ± 0.52^b	0.40 ± 0.12^b	0.08 ± 0.03^b
LL	3.03 ± 0.30^a	0.11 ± 0.04	1.65 ± 0.20^{ab}	0.37 ± 0.03^b	0.13 ± 0.02^b
SH	3.10 ± 0.31^{ac}	0.19 ± 0.05	1.85 ± 0.43^b	0.39 ± 0.06^{ab}	0.11 ± 0.05^{abc}
SL	0.68 ± 0.17^c	0.06 ± 0.03	1.32 ± 0.34^b	-0.20 ± 0.04^a	-0.37 ± 0.10^c

5. DISKUSSION

5.1 Kritik der Methodik

5.1.1 Versuchstiere

Für die vorliegende Untersuchung standen zwei intakte Kater und vier intakte Kätzinnen zur Verfügung. Die Tiere waren alle im Alter von zwei Jahren, so dass davon ausgegangen werden kann, dass Unterschiede im Stoffwechsel durch Altersunterschiede ausgeschlossen werden können.

Bezüglich der Geschlechterverteilung ist in Betracht zu ziehen, dass Kater im Vergleich zu Kätzinnen eine unterschiedliche Ausscheidung von Urininhaltsstoffen zeigen könnten. Im Zusammenhang mit dem Markierverhalten wurde bereits bestätigt, dass Kater signifikant höhere Feliningehalte im Urin haben als Kätzinnen (Hendriks et al., 1995). In den vorliegenden Untersuchungen konnte jedoch keine unterschiedliche Ausscheidung der freien Aminosäuren im Urin zwischen den beiden Geschlechtern nachgewiesen werden.

5.1.2 Futter

Die Katzen wurden immer 14 Tage mit einer jeweils neuen Ration angefüttert. Die durchschnittliche Darmpassagezeit bei Katzen beträgt 26.56 ± 5.8 Stunden (Peachey et al., 2000). Ein Verbleiben von Futterresten der vorhergehenden Ration im Verdauungstrakt konnte daher sicher ausgeschlossen werden. Obwohl mit einer Anfütterung von 14 Tagen eine extra lange Periode zur Gewöhnung an die jeweiligen Rationen eingeplant wurde, wurden die Sojarationen deutlich schlechter gefressen. Dadurch war auch die Rohprotein- und Energieversorgung ungleichmässig. Der Bedarf der Katzen an verdaulichem Rohprotein wurde nur bei der Soja Low Protein Ration unterschritten, dennoch waren auch bei den anderen Rationen deutliche Unterschiede in der Versorgung feststellbar.

Ausserdem wurden die Low Protein Rationen schlechter akzeptiert als die entsprechenden High Protein Rationen. Einflüsse auf die Ergebnisse durch die ungleichmässige Aufnahme von verdaulichem Rohprotein und umsetzbarer Energie innerhalb eines Rationstyps (High Protein beziehungsweise Low Protein) können daher nicht

vollständig ausgeschlossen werden. Durch rechnerischen Bezug auf die Aufnahme an Stickstoff fiel der Unterschied der ungleichmässigen Akzeptanz der Rationen allerdings nicht mehr ins Gewicht.

Die Futteraufnahme der Katzen kann durch die unmittelbare Umgebung beeinflusst werden. So spielen Licht- oder Lärmeinwirkungen, sowie An- oder Abwesenheit von Menschen und anderen Katzen eine gewisse Rolle. Die Wahl des Futters hängt zusätzlich vom Geruch, von der Konsistenz, den Fressgewohnheiten und von der Gesundheit der Katze ab (Scott, 1975). Im vorliegenden Versuch wurden diese Umstände soweit als möglich ausgeschlossen bis auf die Tatsache der Futterumstellung auf zum Teil weniger schmackhafte Rationen. Es wurde beschrieben, dass Katzen die Aufnahme proteinfreier Nahrung verweigern (Scott, 1975). Es wird angenommen, dass Proteingehalte im Futter von weniger als 20 % zu Akzeptanzproblemen führen. Proteine dienen als Geschmacksverstärker von Hunde- und Katzenfutter (Scott, 1975). Dies könnte erklären, warum die Low Protein Rationen mit 23.6 - 33 % RP in der TS schlechter aufgenommen wurden als die entsprechenden High Protein Rationen mit 50 - 65 % RP in der TS.

Cook et al. (1984) führten Untersuchungen zur Wahl von Proteinquellen von Katzenwelpen durch. Die Welpen konnten wählen, ob sie Casein oder Soja bevorzugten. Sie zogen Casein als Proteinquelle dem Sojaprotein vor. In der Veröffentlichung von Cook et al. (1984) wählten die Katzen unter den Sojarationen hauptsächlich die zwei Rationen mit 16 % und 31 % Protein. Die Tiere in der Untersuchung von Cook et al. (1984) frassen jedoch nicht entsprechend mehr, so dass es vorkam, dass die Katzen ihren Bedarf an Protein nicht decken konnten. Zentek und Schulz (2004) zeigten, dass Katzen Soja als Proteinquelle akzeptieren. Daher wurden entsprechende Rationen trotz der Ergebnisse von Cook et al. (1984) verwendet. Ausserdem erschien Sojaprotein von den pflanzlichen Proteinquellen am Besten geeignet zu sein, da sein Aminosäuremuster den Zusatz von deutlich weniger Aminosäuren für eine bedarfsgerechte Versorgung der Katzen erfordert als die übrigen pflanzlichen Proteinquellen. Im vorliegenden Versuch war die Akzeptanz von Soja als Proteinquelle entsprechend der Arbeit von Cook et al. (1984) schlecht. Die Ration mit viel Soja wurde aber

im Gegensatz zum Versuch von Cook et al. (1984) in der vorliegenden Untersuchung signifikant besser aufgenommen.

5.1.3 Kot- und Urinsammlung

Im vorliegenden Versuch wurde der Kot und der Urin komplett gesammelt. Die speziell angefertigten Katzentoiletten und die Polypropyleneinstreu wurden von den Katzen sehr gut akzeptiert. Durch die einfache Trennung von Kot und Urin konnte gewährleistet werden, dass Verluste minimal blieben. Die Kotverluste durch Haftung am Polypropylengranulat waren äusserst gering. Ebenso ging nur sehr wenig Urin durch Adhäsion am Polypropylengranulat verloren. Nach Stiefel (1999) liegen die Verluste hierdurch zwischen 1 - 2 % der Gesamtmenge an Urin, was keine wesentlichen negativen Auswirkungen auf die Gesamtmenge des Urins bedingt.

Eine Kontamination von Kot und Urin konnte durch das gewählte System weitgehend vermieden werden. In Einzelfällen, in denen der Urin mit Kotwasser vermischt war, wurde der entsprechende Tag verworfen. Der 24h-Urin wurde ohne Zusatz eiskühlt. Wie Vorversuche von Schade (2006) zeigten, ist eine Kühlung mit Eis adäquat, um den Stickstoffgehalt des Urins nicht gravierend zu verändern.

Die Planung von vier Messtagen, gefolgt von einem Tag Pause in Gruppenehaltung und weiteren drei Tagen Einzelhaltung hatte zur Folge, dass einige Katzen den Kot zurückhielten und erst am Pausentag Kot absetzten. Da hier aber gemeinsame Toiletten verwendet wurden, konnten die Exkrememente keinem Tier zugeordnet werden. Der Pausentag wurde nicht mit in die Bilanzen einbezogen. Würde man übliche Kotabsatzmengen für den verlorenen Tag einkalkulieren, hätte das die gemessene Kotmenge pro Tag nicht verändert. Allerdings führte die so fehlende Kotmenge dazu, dass teilweise zu wenig Kot für alle Analysen gesammelt werden konnte. Deshalb wurde zuerst Stickstoff- und Kohlenstoff analysiert und danach die Bruttonenergie bestimmt, sowie die Weenderanalyse durchgeführt. Bei der Weenderanalyse hatte die Bestimmung des Rohproteins Priorität, um die Proteinverdaulichkeit berechnen zu können. Reichte die Kotmenge nicht aus, konnten keine weiteren Analysen mehr durchgeführt werden, was zu einer geringeren Datenzahl für die Berechnung der Rfe-Verdaulichkeit führte.

5.1.4 Bilanzen

Die Berechnungen der Bilanzen erfolgten ohne Ermittlung der Gaswechseldaten. Somit konnten keine Kohlenstoff- und auch keine vollständige Energiebilanz berechnet werden. Da Katzen kein Methan ausatmen (Schade, 2006), war jedoch die Ermittlung der umsetzbaren Energie und der Umsetzbarkeit der Energie möglich.

5.2 Vergleich der Rationen

5.2.1 Verdaulichkeiten

In den vorliegenden Untersuchungen wurden hohe Rohproteinverdaulichkeiten der Fleisch- und Lungerationen ermittelt. Die Rohproteinverdaulichkeiten dieser vier Rationen lagen in einem Bereich von 93.3 ± 1.9 bis 98.2 ± 0.4 %. Diese Werte liegen im oberen Bereich bereits beschriebener Untersuchungen (Kendall und Holme, 1982; Schneider, 1988; Figge, 1989). Die ermittelten Rohproteinverdaulichkeiten der Soja Rationen lagen mit 86.2 ± 5.1 , sowie 94.0 ± 1.4 ebenfalls im oberen Bereich bereits veröffentlichter Daten (Kane et al., 1981; Burger et al., 1984; Figge, 1989; Stiefel, 1999). Hohe Verdaulichkeiten könnten unter anderem dadurch entstehen, dass kaum Rohfaser in der Ration vorhanden war (Opitz, 1996). Die Reihenfolge der RP-Verdaulichkeit, wonach tierisches Eiweiss sehr gut verdaulich ist und pflanzliches Eiweiss eine deutlich geringere Verdaulichkeit aufweist, entsprach jedoch beschriebenen Daten (Figge, 1989; Meyer, 1990b). Die tierischen Eiweissquellen wiesen deutlich bessere Verdaulichkeiten auf als die pflanzlichen Eiweissquellen. Ergänzend dazu sind Daten aus der Literatur mit den ermittelten Werten der vorliegenden Untersuchung in Tabelle 28 vergleichend dargestellt.

Tabelle 28: Verdaulichkeit des Rohproteins verschiedener Futtermittel aus der Literatur (Figge, 1989; Meyer, 1990b) verglichen mit den ermittelten Werten der vorliegenden Untersuchung

Proteinquelle	Verdaulichkeit von Rohprotein (%)	
	Literatur	Eigene Untersuchung
Muskelfleisch	94 - 96	97.9 – 98.2
Leber, Lunge (frisch)	95 - 97	93.3 – 96.1
Sojaextraktionsschrot, Sojaisolat	85 - 95	86.2 – 94.0

Die scheinbare Fettverdaulichkeit lag mit Werten zwischen 91.9 ± 3.1 bis 97.4 ± 1.5 etwas höher als bisher beschriebene Daten (Figge, 1989).

Die scheinbare Verdaulichkeit der Bruttoenergie lag bei allen Rationen höher als die von Stiefel (1999) unter der Verwendung von Fertigfutter mit Zusatz von Rinderherz, Schweinefett oder Maispolenta ermittelten Daten. Die Untersuchungen von Stiefel (1999), in denen Feuchtfutter verwendet wurde, lassen weitere Erklärungen zu. Feuchtfutter haben oft einen höheren Gehalt an Bindegewebe als hausgemachte Rationen. Daher müssten in den Lungenrationen des vorliegenden Versuches die Verdaulichkeiten niedriger liegen, da Lungengewebe sehr bindegewebsreich ist. Bei der Herstellung von Feuchtfutter muss aber zusätzlich in Betracht gezogen werden, dass die Verdaulichkeit der Rohnährstoffe durch Verarbeitungsprozesse wie die Konservierung durch starke Erhitzung herabgesetzt werden könnte. Hendriks et al. (1999) bestätigten die Annahme, dass Konservierung durch Hitzebehandlung die Verdaulichkeit des Rohproteins herabsetzt. In ihren Untersuchungen konnten sie nachweisen, dass die Verdaulichkeit der Aminosäuren proportional zur Dauer der Hitzebehandlung abnimmt.

Die Werte nach Schönmeier (2003), die mit kommerziellem Trockenfutter arbeitete, bewegten sich jedoch in einem ähnlichen Rahmen wie die ermittelten Werte der vorliegenden Untersuchung.

Eine mögliche Erklärung für die hier ermittelten hohen Verdaulichkeitswerte insgesamt ist der niedrige Gehalt an Kohlenhydraten in den Rationen. Hohe Rohfaser- und/oder Aschegehalte können die Verdaulichkeit von Protein, Fett und Energie negativ beeinflussen (Schneider, 1988; Meyer, 1990a; Opitz, 1996; Schönmeier, 2003).

Die Rohfettverdaulichkeit war in der vorliegenden Untersuchung sehr hoch. Es wird angenommen, dass Katzen eine etwas schlechtere Rfe-Verdaulichkeit haben als Hunde (NRC, 2006). Dagegen waren die Verdaulichkeitswerte mit $95.8 \pm 0.6\%$ in der vorliegenden Untersuchung vergleichbar mit den in den NRC-Tabellen (2006) veröffentlichten Angaben zum Hund. Grund dafür könnte sein, dass der niedrige Rohfaser-Gehalt der Rationen die Rfe-Verdaulichkeit positiv beeinflusst hat (Opitz, 1996). Die Kapazität der Fettverdaulichkeit war trotz teilweise sehr hoher Fettgehalte in den Rationen nicht überschritten, da sich dies in einer niedrigeren Verdaulichkeit geäußert hätte.

5.3 Berechnungen

5.3.1 Bruttoenergie

Die Ergebnisse der Schätzung der Bruttoenergie des Futters nach Kienzle et al. (1999) korrelierten gut ($R^2=0.86$, Abbildung 6) mit der mit dem Bombenkalorimeter analysierten Bruttoenergie des Futters.

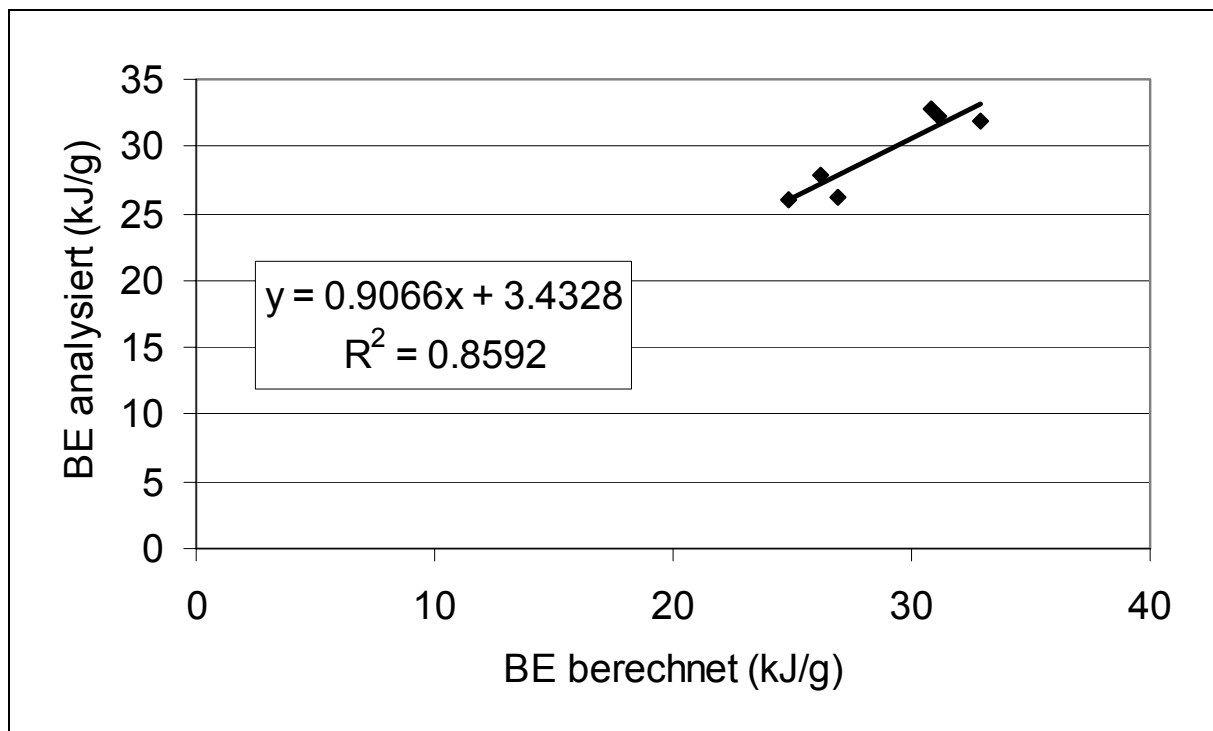


Abbildung 6: Bruttonenergiegehalt des Futters analysiert mittels Bombenkalorimetrie im Vergleich zur BE berechnet nach Kienzle et al. (1999)

5.3.2 Verdauliche Energie

Mittels der Formeln

$$\text{sV BE (\%)} = 87.9 - 0.88 \times \text{Rohfaser (\%TS)} \text{ und}$$

$$\text{VE} = \text{BE} \times \text{sV BE (\%)} / 100$$

wurde die verdauliche Energie des Futters anhand der berechneten Bruttoenergie nach Kienzle et al. (1999) geschätzt. Die Ergebnisse stimmen gut überein mit den experimentell bestimmten Daten. Der Korrelationskoeffizient beträgt $R^2 = 0.85$. Die Regression wird in Abbildung 7 dargestellt.

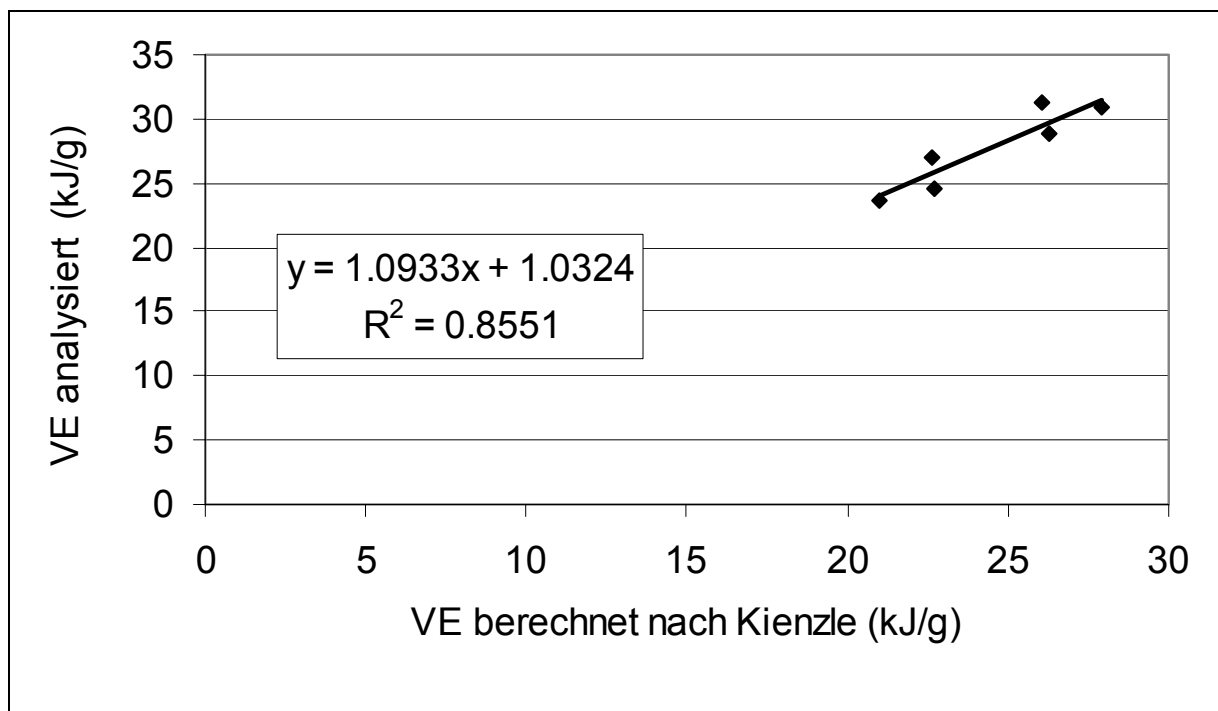


Abbildung 7: Verdauliche Energie des Futters berechnet nach den analysierten Daten im Vergleich zur Verdaulichen Energie berechnet nach der Formel nach Kienzle et al. (1999)

5.3.3 Umsetzbare Energie und Umsetzbarkeit der Energie

Bei der Schätzung der umsetzbaren Energie nach Kienzle et al. (1999) wird eine Stickstoffkorrektur der verdaulichen Energie vorgenommen. Der Korrekturfaktor von 3,1 wurde anhand der mittleren renalen Energieverluste in Bezug zur aufgenommenen Menge an verdaulichem Rophprotein (3.6 kJ/g für die Katze) abgeleitet. Dabei wird eine mittlere Rohproteinverdaulichkeit von 86 % für Katzen verwendet. Zur Ermittlung des Energieverlustes wird angenommen, dass der ausgeschiedene N in

Form von Harnstoff ausgeschieden wird (Kienzle et al, 1999). Daraus wird der Energieverlust abgeleitet.

Die aus BE-Aufnahme und BE-Verlusten über Kot und Urin ermittelten Ergebnisse des vorliegenden Versuches korrelieren gut mit der Schätzung der umsetzbaren Energie nach Kienzle (1999). Die Abhängigkeit der analysierten Daten von den berechneten Werten wird in Abbildung 8 dargestellt.

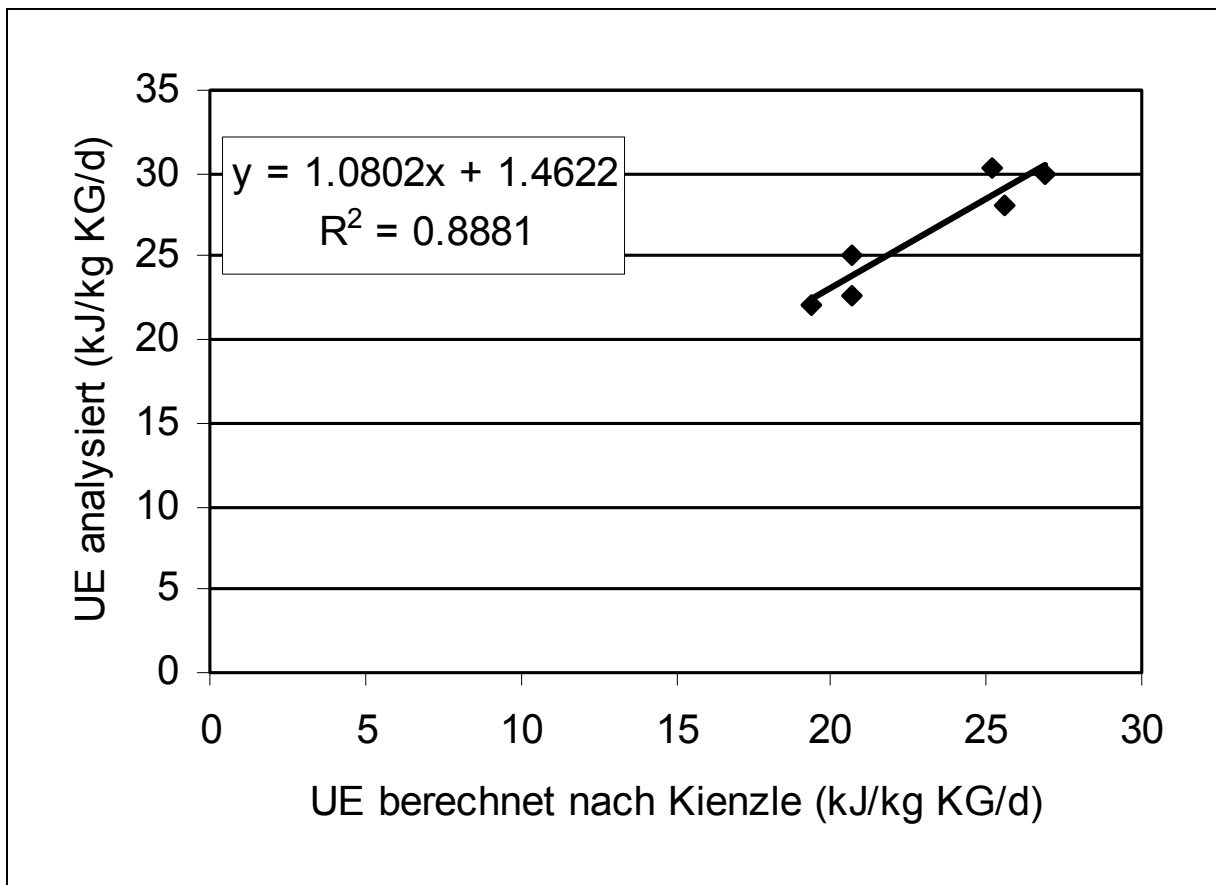


Abbildung 8: Korrelation der analysierten UE mit der nach Kienzle et al. (1999) berechneten UE für Katzen

Vergleicht man die ermittelten Werte des vorliegenden Versuches mit der nach Kienzle et al. (1999) berechneten UE für Hunde, kann eine ähnlich hohe Korrelation der ermittelten Werte zu den berechneten Werten festgestellt werden (Abbildung 7). Kienzle et al. (1999) verwenden aufgrund der Annahme einer etwas anderen Verdaulichkeit, beziehungsweise Umsetzbarkeit, einen Faktor von 4.34 für die Stickstoffkorrektur. Zumindest für hausgemachte Rationen kann eine ähnlich hohe Korrelation der

in der vorliegenden Untersuchung ermittelten Werte zu den berechneten Werten festgestellt werden (Abbildung 9).

Es wird angenommen, dass sich die N-Verwertung von Katzen, bedingt durch Besonderheiten des Stoffwechsels, grundlegend von derjenigen anderer Tierarten unterscheidet. Aufgrund der vorliegenden Ergebnisse scheint der Unterschied in der N-Verwertung von Katzen zu Hunden zumindest bei hochverdaulichen Rationen eher gering zu sein.

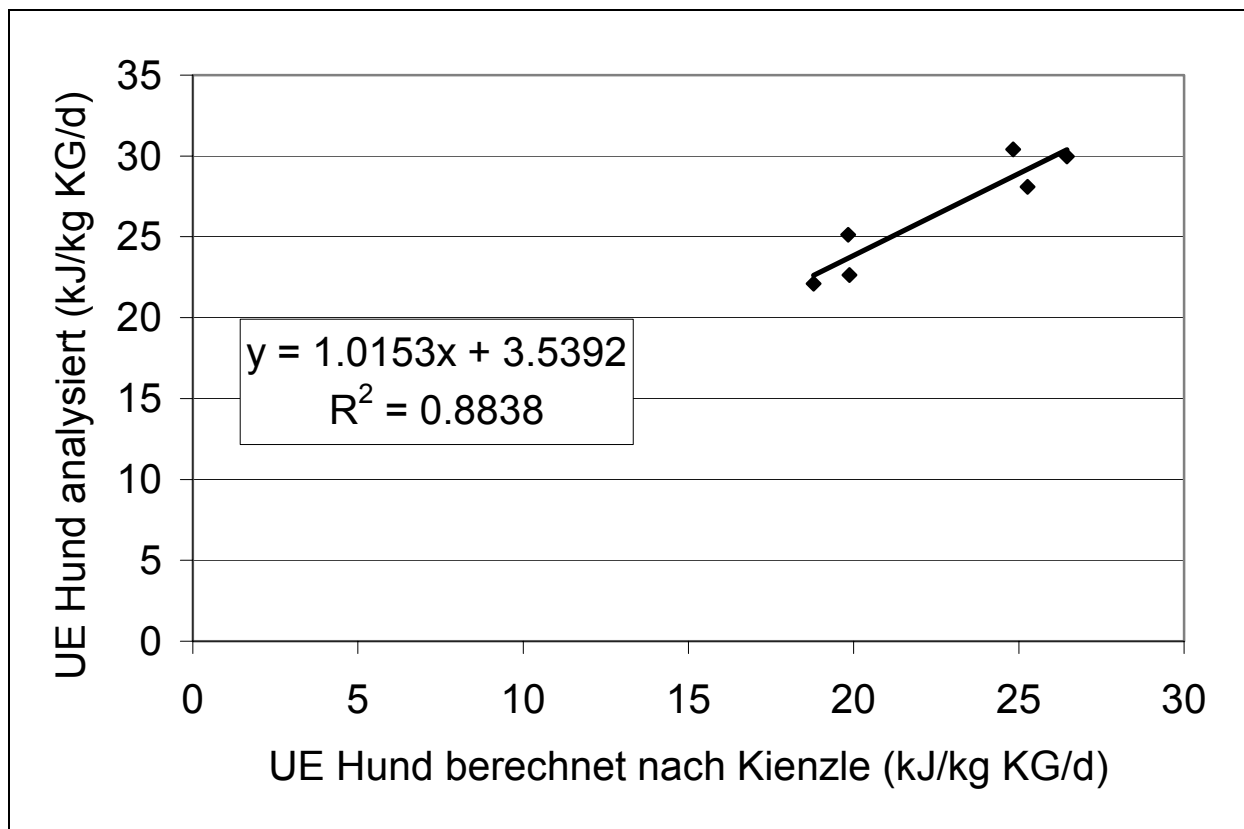


Abbildung 9: Korrelation der analysierten UE mit der nach Kienzle (1999) berechneten UE für Hunde

5.3.4 Veränderung der Körpermasse

Die KM-Änderung der Katzen deutet darauf hin, dass sie mit einigen Diäten weniger als bedarfsgerecht mit Energie versorgt waren (Abbildung 8).

Bei der Fleisch High Protein Ration nahmen die Katzen deutlich an Gewicht zu, obwohl die Aufnahme an UE geringfügig unter dem Bedarf lag. Dieser kann an Hand der Daten aus Tabelle 29 auf 230 MJ/kg KM/d geschätzt werden.

Bei der Lunge High Protein Ration war der Energiebedarf knapp gedeckt und die Katzen hielten ihr Gewicht konstant. Bei einer überschüssigen Aufnahme an Energie nahmen die Katzen an Gewicht zu. Dies war bei Fütterung der Low Protein Rationen aus tierischer Eiweissquelle deutlich erkennbar (Abbildung 10). Diese Rationen enthielten sehr viel Fett.

Bei Aufnahme der beiden Sojarationen wurde der Bedarf an umsetzbarer Energie nicht gedeckt, was zu einer Abnahme der Körpermasse führte.

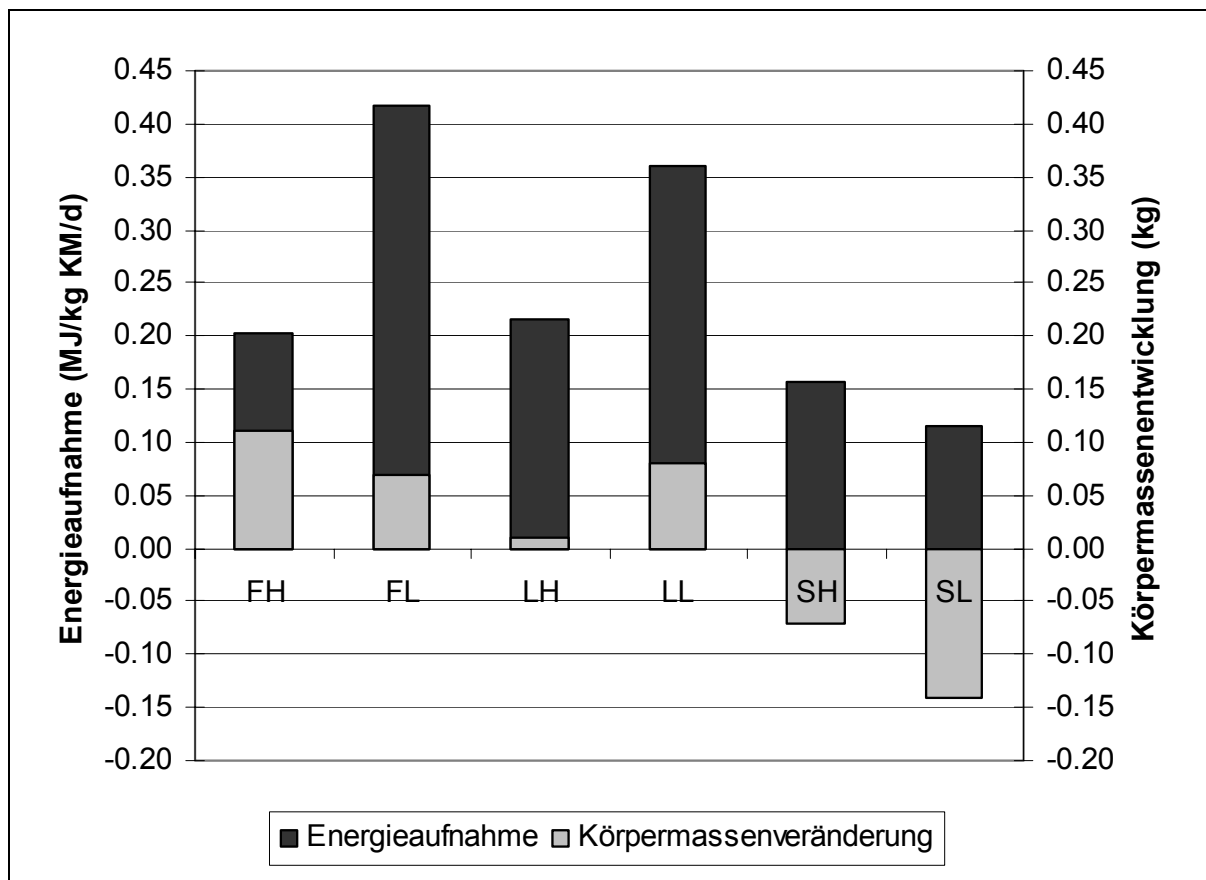


Abbildung 10: Energieaufnahme (MJ/kg KM/d) und Körpermassenveränderung (kg) der Katzen in Abhängigkeit der gefütterten Rationen

Tabelle 29: Energiebedarf (UE) von adulten, intakten Katzen

Autor	Bedarf UE (kJ/kg KM/d)
Schade (2006)	238
Edstadler-Pietsch (2003)	280.33
Martin et al. (2001)	238.5
Ballevre et al. (1994)	230.2
Hausschild (1993), (3-6 jährig)	213.4
Aub et al. (1992)	230
Burger et al. (1984)	230.2
Carpenter (1944)	234.3

5.3.5 Stickstoffbilanz

Im vorliegenden Versuch wurden die Stickstoffbilanzen je Ration bestimmt. Bei der Auswertung der Soja High Protein Ration konnten nur die Daten von fünf Katzen einbezogen werden, da eine Katze die Ration praktisch nicht frass. Um weitere mögliche Einflüsse der Futteraufnahme auf die Ergebnisse der N-Bilanz auszuschliessen, wurden die N-Bilanzen auf die entsprechenden N-Aufnahmen über das Futter zurückgerechnet.

Die negative Stickstoffbilanz bei der Fütterung der Soja Low Protein Ration lässt sich durch die Proteinaufnahme von 1.39 ± 0.35 g/kg KM/d bei einem Bedarf von 3.1 g/kg KM/d (NRC, 2006) erklären.

Während der Fütterung der Fleisch High Protein Ration wurde im vorliegenden Versuch bei einer Proteinaufnahme von 7.89 ± 1.51 g/kg KM/d eine im Mittel negative Stickstoffbilanz festgestellt. Die Aufnahme an umsetzbarer Energie war mit 203.61 ± 34.70 kJ/kg KM/d eher knapp, trotzdem nahmen die Katzen während der Messphasen durchschnittlich 0.11 ± 0.03 kg KM zu.

Eine mögliche Erklärung dafür könnten verschiedene Einflüsse von aussen sein. Ein Punkt stellt die plötzliche Immobilisierung durch Boxenhaltung dar. Durch die stark herabgesetzte Aktivität könnte der Energiebedarf deutlich geringer gewesen sein als

angenommen. Ein vermehrter Umbau von Muskelmasse in Fettgewebe durch die plötzliche Immobilisierung könnte die negative Stickstoffbilanz bei gleichzeitiger Gewichtszunahme erklären. Im Weiteren können hormonelle Einflüsse auf den Stoffwechsel der Kätzinnen nicht vollständig ausgeschlossen werden. Während der Phasen der Rolligkeit, die teilweise in die Messphasen fielen, zeigten sich die Katzen in der Regel aktiver als sonst und nahmen gleichzeitig weniger Futter auf.

Da in der vorliegenden Untersuchung zwei Kater eingesetzt wurden, sollte dieser Einfluss jedoch weniger stark gewesen sein. Ein Einfluss der Umgebungstemperatur sollte durch das Latin Square Verfahren keine Rolle spielen.

Eine andere Möglichkeit wäre ein Einfluss der Reihenfolge der Rationen, obwohl auch dieser durch das Latin Square Prinzip ausgeschlossen sein sollte. Es könnte jedoch sein, dass dennoch ein Einfluss der vorhergehend gefütterten Ration diskutiert werden muss, da Unterschiede der verwendeten Rationen in gleicher Art auf die Katzen wirken könnten. Die Katzen sind nicht ausreichend in der Lage, ihre Enzymaktivitäten der Proteinaufnahme anzupassen (Rogers und Morris, 1977). Nimmt man also an, dass durch eine hohe Aktivität der katabolen Enzyme des Aminosäurestoffwechsels die nachfolgende Stickstoffbilanz beeinflusst werden könnte, so wären die Low Protein Rationen zusammen zu fassen und auch das Latin Square Prinzip könnte diese Beeinflussung nicht verhindern. Da in der vorliegenden Untersuchung eine Anfütterungszeit von zwei Wochen durchgeführt wurde, ist eine Beeinflussung durch die vorhergehende Ration aber eher unwahrscheinlich. Nur bei einer sehr langsamen Anpassung der Tiere, könnte diese Tatsache einen Einfluss auf die Bilanzen bei Fütterung der neuen Ration genommen haben. Dekeyser (1997) geht in ihrer Untersuchung davon aus, dass durch den Einfluss vorhergehend aufgenommener Rationen kein systematischer Effekt auf die Verwertung der Folgeration angenommen werden muss.

Ein möglicher Fehler wäre, dass das Futter inhomogen war, oder dass die Futteraufnahme grundsätzlich zu niedrig war. In diesem Fall müssten allerdings die Verdaulichkeiten auch niedrig sein bei negativer Stickstoffbilanz. Die hohen Verdaulichkeiten lassen auch vermuten, dass keine grossen Verluste in der Kot- und Urinsammlung auftraten. Fehler in der Kot- und Urinsammlung hätten auch als Ursache für die ne-

gative Stickstoffbilanz bei der Fleisch High Protein Ration diskutiert werden können. Allerdings müsste folglich auch die Verdaulichkeit niedriger ausfallen.

5.3.6 Ausscheidungen über den Urin

In der vorliegenden Untersuchung konnte ein mittlerer Proteingehalt im Urin von 245.3 ± 122.3 mg/L nachgewiesen werden. Dies ist etwas niedriger als die Angaben von Cottam (2002). Da in der vorliegenden Untersuchung 2/3 der Versuchstiere Kätzinnen waren, erscheint es sinnvoll, in erster Linie mit Daten von Kätzinnen aus der Literatur zu vergleichen. Cottam (2002) konnte einen mittleren Proteingehalt im Urin von 305 ± 51 mg/L nachweisen.

Die mittlere Harnstoffausscheidung im Urin lag bei 144.4 ± 354.1 mg/kg KM/d. Dies entspricht den Werten von Zentek und Schulz (2004). Im vorliegenden Versuch konnte wie schon von Zentek und Schulz (2004) eine Abhängigkeit ($R^2=0.89$) zwischen der RP-Aufnahme und der Harnstoffausscheidung nachgewiesen werden (Abbildung 11).

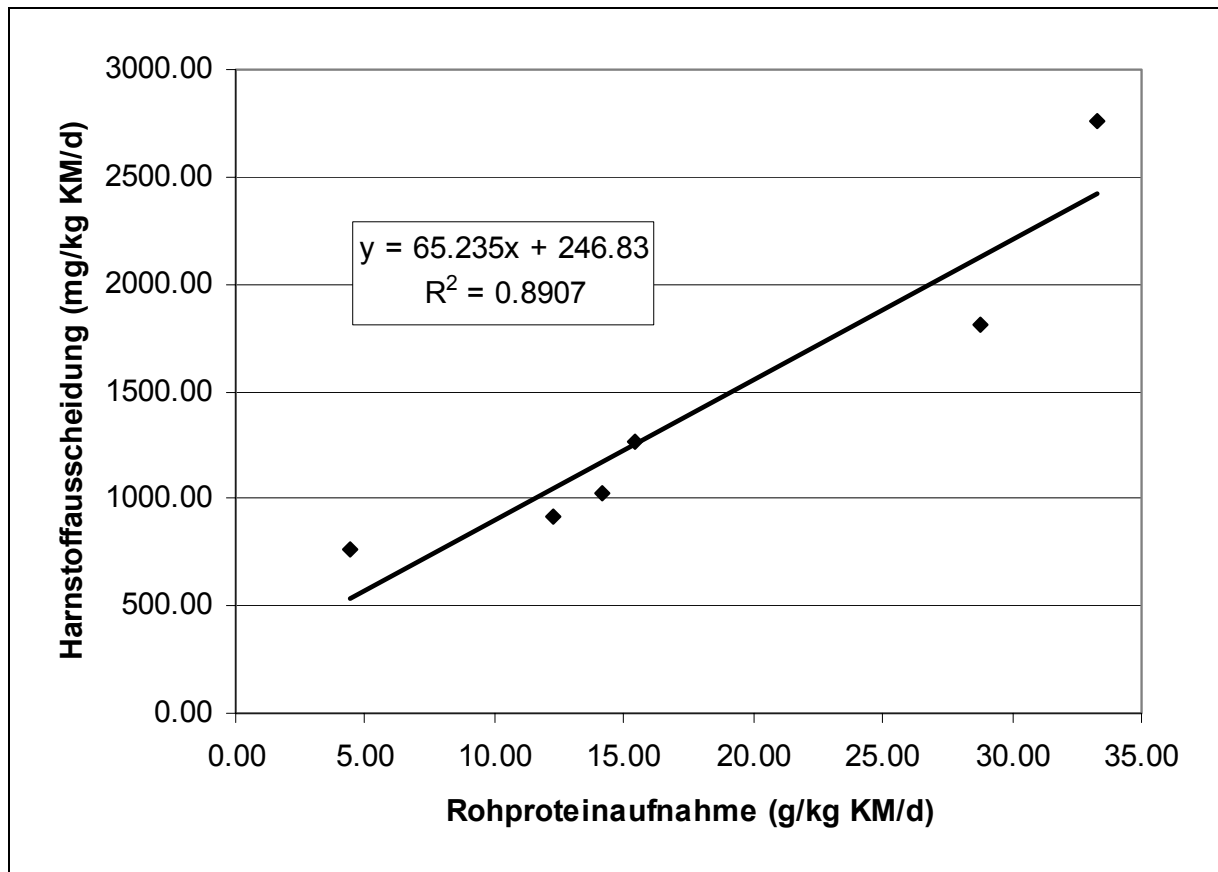


Abbildung 11: Tägliche Harnstoffausscheidung über den Urin in Abhängigkeit der täglichen RP-Aufnahme

Auch bei der Ammoniakausscheidung konnte eine starke Abhängigkeit ($R^2=0.81$) der ermittelten Menge an ausgeschiedenem Ammoniak zur täglichen Proteinaufnahme festgestellt werden (Abbildung 12). Die ermittelten Werte der Ammoniakausscheidung lagen mit 26.4 ± 7.3 mg/kg KM/d im Bereich der Angaben von Zentek und Schulz (2004).

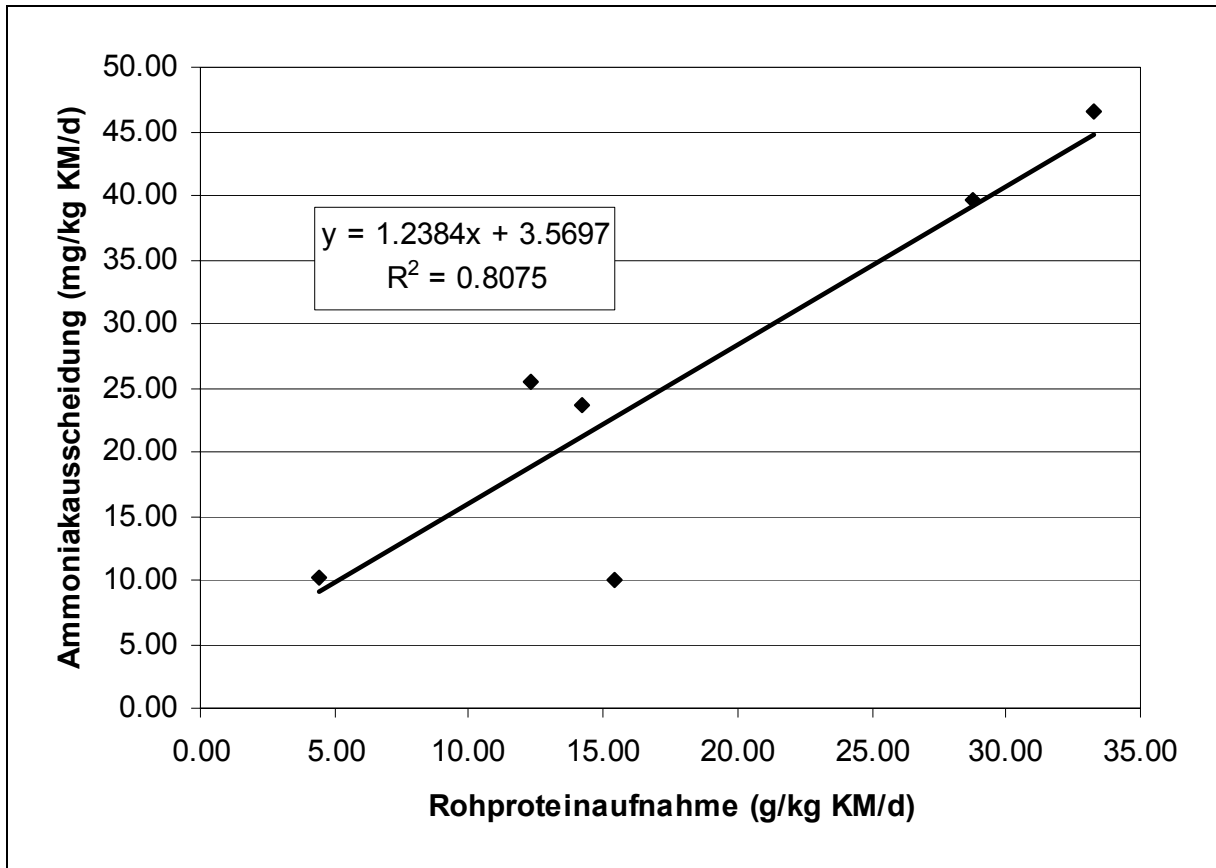


Abbildung 12: Tägliche Ammoniakausscheidung über den Urin im Zusammenhang mit der täglichen Rohproteinaufnahme

Im Gegensatz zu Zentek und Schulz (2004) konnte in der vorliegenden Untersuchung bei der Ausscheidung von Kreatinin kein Zusammenhang mit der aufgenommenen RP-Menge ermittelt werden (Abbildung 13). Die nachgewiesene Menge an Kreatinin im Urin lag mit 47.7 ± 7.6 mg/kg KM/d jedoch im selben Rahmen der Ergebnisse von Zentek und Schulz (2004). Obwohl auch Zentek und Schulz (2004) unterschiedliche Proteinquellen verwendeten, kann ein Einfluss hiervon auf die Kreatininausscheidung nicht vollkommen ausgeschlossen werden.

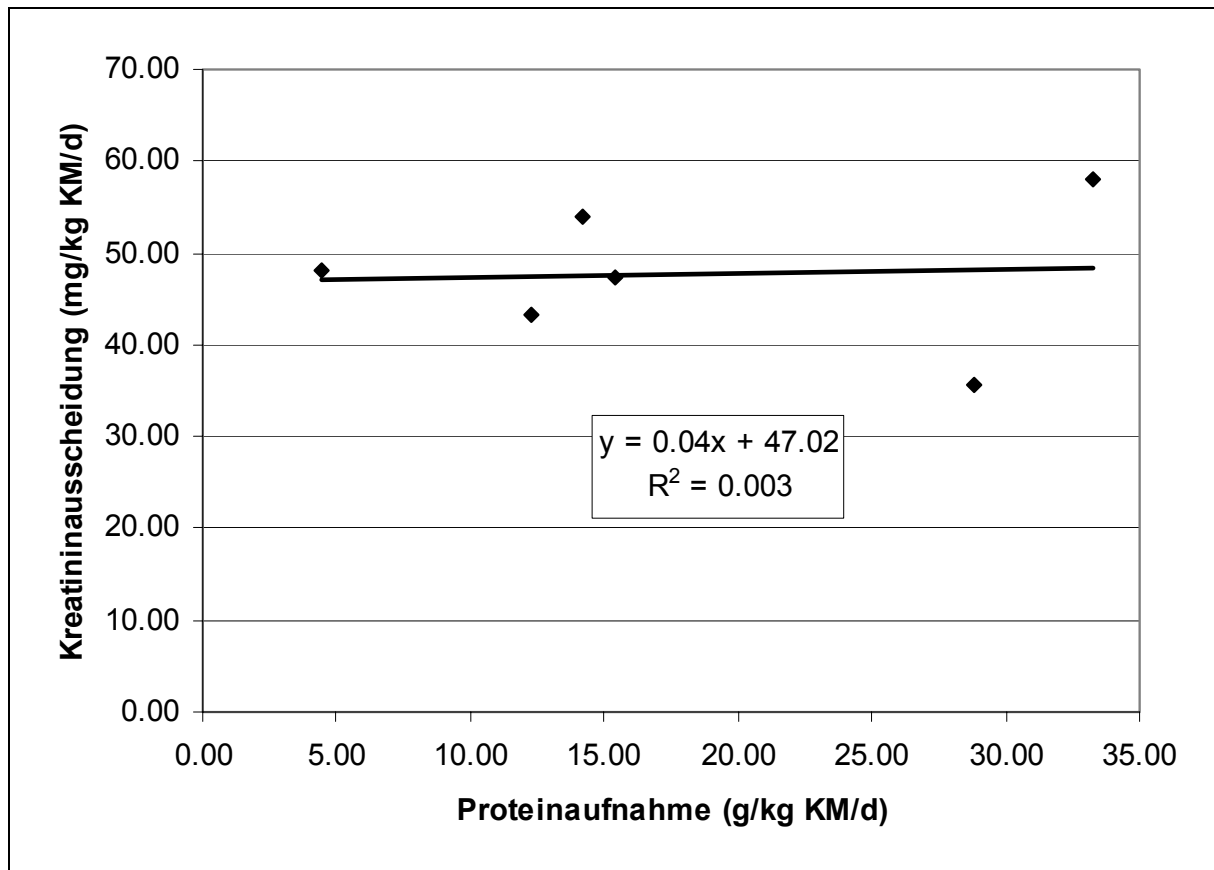


Abbildung 13: Abhängigkeit der Kreatininausscheidung über den Urin von der täglichen Rohproteinaufnahme

Die Stickstoffausscheidung über den Urin stand mit der täglichen Proteinaufnahme in Zusammenhang (Abbildung 14). Die Abhängigkeit war signifikant ($R^2=0.87$).

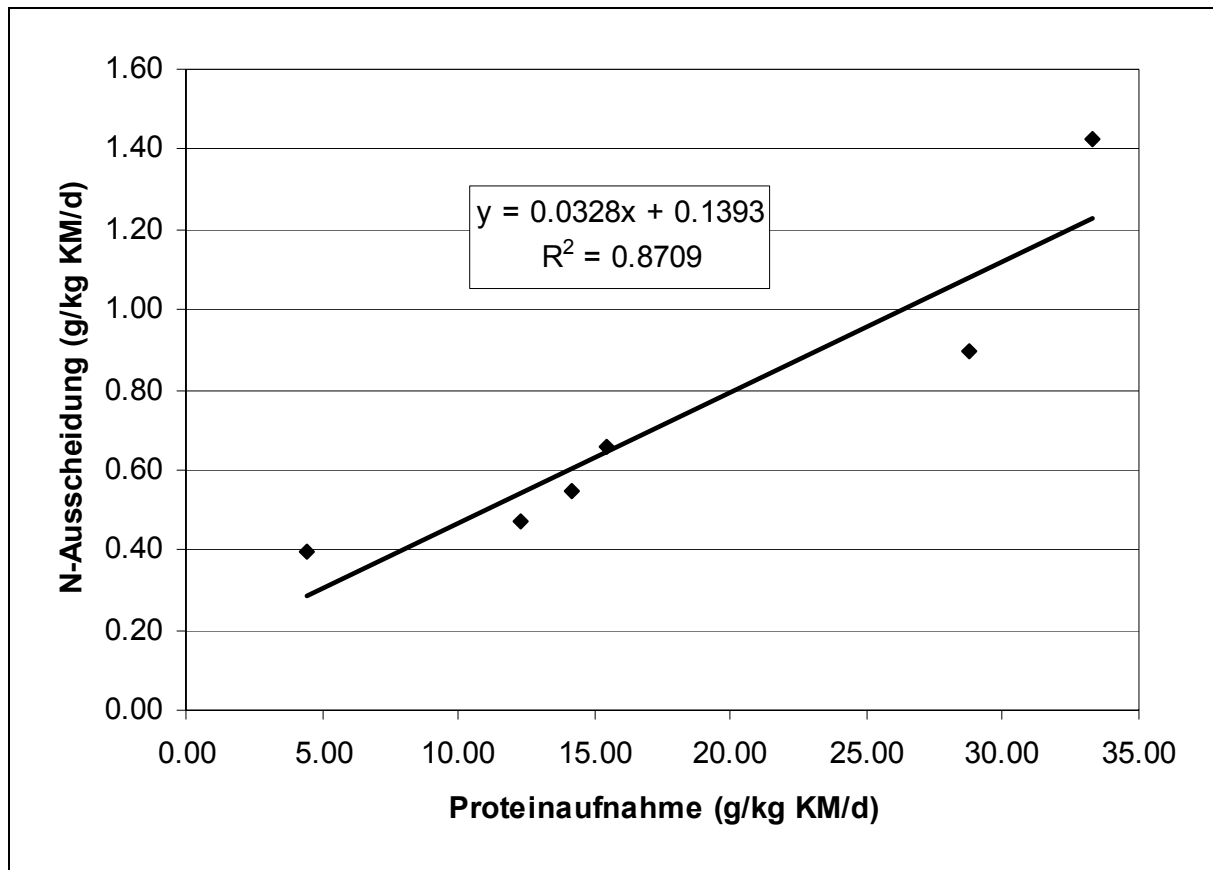


Abbildung 14: Abhängigkeit der täglichen N-Ausscheidung über den Urin von der täglichen RP-Aufnahme

Die Kohlenstoffausscheidung war bei den hier verfütterten Rationen relativ konstant. Ein Grund dafür könnte sein, dass in der vorliegenden Untersuchung beinahe kohlenhydratfreie Rationen verwendet wurden. Es ist bekannt, dass Katzen Glucose über den Urin ausscheiden (Krecic et al., 2003), und dass eine Abhängigkeit vom Kohlenhydratgehalt der Ration bestehen kann (Kienzle, 1986). Daher kann angenommen werden, dass die Kohlenstoffausscheidung nicht allzu grossen Schwankungen unterlag, da in der vorliegenden Untersuchung der Gehalt an Kohlenhydraten in der Ration sehr niedrig war.

5.4 Harnenergie

Die anhand des Kohlenstoff- und Stickstoffgehaltes im Urin berechnete Energie (Hoffman und Klein, 1980) stand nicht in direktem Zusammenhang mit den mittels Bombenkalorimetrie analysierten Werten (Abbildung 15).

Es ergab sich die Gelegenheit, die Formel zur Berechnung der Harnenergie von Hoffman und Klein anhand von Werten aus der Arbeit von Schade (2006) zu überprüfen (Abbildung 16). Die Formel nach Hoffman und Klein (1980) lautet:

$$\text{BE Urin (kJ)} = 33 \times \text{C} + 9 \times \text{N}$$

BE: Bruttoenergie Urin (kJ)
 C: g C im Urin
 N: g N im Urin

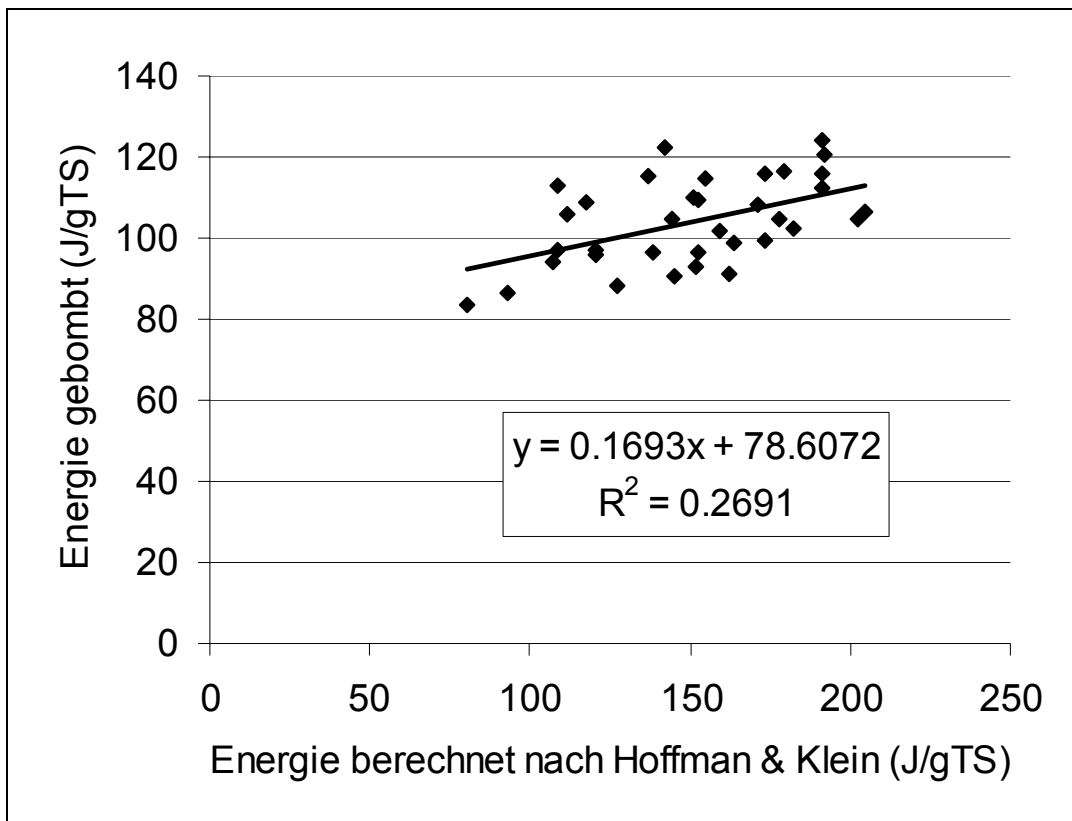


Abbildung 15: Abhängigkeit mittels Bombenkalorimetrie ermittelter Harnenergie und der nach Hoffman und Klein errechneten Energie

Im Gegensatz zu den Auswertungen mit den Werten aus der vorliegenden Untersuchung, stimmte die nach der Formel errechnete Harnenergie gut mit der analytisch bestimmten Harnenergie bei Schade (2006) überein. Die Abhängigkeit dieser Auswertungen ist in Abbildung 16 dargestellt.

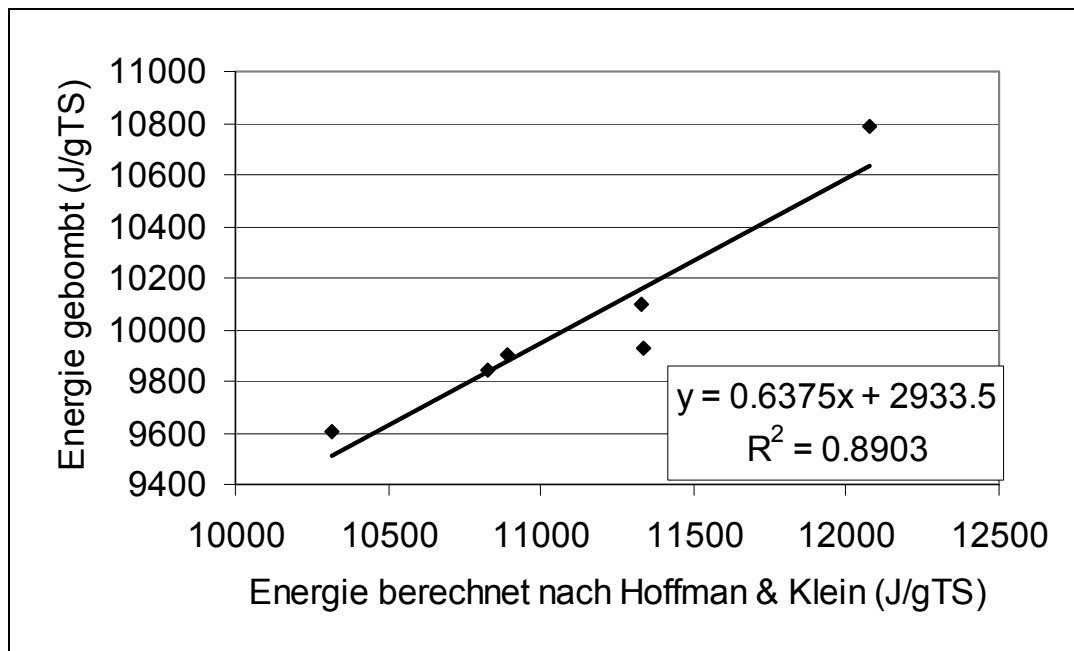


Abbildung 16: Abhängigkeit ermittelte Harnenergie mit Angaben aus der Arbeit von Schade (2006) und der nach Hoffman und Klein errechneten Energie

Eine mögliche Erklärung, dass die analysierten Werte bei Schade (2006) in engem Zusammenhang mit den berechneten Werten stehen, wäre die kohlenhydratreichere Fütterung. In den Untersuchungen von Hoffman und Klein (1980) wurden ebenfalls kohlenhydratreiche Rationen verwendet, allerdings für Omnivoren und Pflanzenfresser, die von Natur aus kohlenhydratreicheres Futter zu sich nehmen als Katzen. Schade (2006) verwendete in ihrer Untersuchung ein Trockenfutter mit mehr Kohlenhydratgehalt und niedrigeren Roh Nährstoffverdaulichkeiten. Durch die kohlenhydratreiche Fütterung könnte sich das Verhältnis von Stickstoff und Kohlenstoff im Urin verändert haben. In der vorliegenden Untersuchung war der Anteil an Rohfett höher als bei der Untersuchung nach Schade (2006). Dies könnte ebenfalls eine höhere Bruttoenergie erklären.

Solange keine allgemeingültige Formel zur Berechnung der Harnenergie für Katzen validiert wurde, sollte in Bilanzversuchen die Harnenergie mittels Bombenisokalorimetrie bestimmt werden.

5.5 Schlussfolgerungen

In der vorliegenden Arbeit konnte wiederum für die Ausscheidung von Harnstoff, Ammoniak und freiem Stickstoff mit dem Urin eine Abhängigkeit zur Proteinaufnahme nachgewiesen werden. Die Kreatininausscheidung über den Urin war, im Gegensatz zu bisher ermittelten Angaben (Zentek und Schulz, 2004), nicht von der Proteinaufnahme abhängig.

Die Ausscheidung einzelner Aminosäuren über den Urin wurde nicht durch die aufgenommene Ration beeinflusst. Im gesammelten Urin der vorliegenden Untersuchung konnten alle Aminosäuren bis auf Tryptophan nachgewiesen werden.

Die Formel nach Hoffman und Klein (1980) zur Ermittlung der Harnenergie anhand von Stickstoff und Kohlenstoff konnte nicht validiert werden. Es scheint daher sinnvoll zu sein, Bestimmungen für Bilanzversuche weiterhin über den analytischen Weg vorzunehmen.

6. LITERATURVERZEICHNIS

ADAMS L.G., POLZIN D.J., OSBORNE C.A., O'BRIEN T.D. (1992)

Correlation of urine protein/creatinine ratio and twenty-four-hour urinary protein excretion in normal cats and cats with surgically induced chronic renal failure
Journal of veterinary internal medicine / American College of Veterinary Internal Medicine 6(1): 36-40

ALLISON J.B. (1956)

Evaluation of dietary proteins
Nutrition Reviews 14(5):129-31

ALLISON J.B., MILLER S.A., MCCOY J.R., BRUSH M.K. (1956)

Studies on the Nutrition of the Cat
The North American Veterinarian January: 38-43

ANANTHARAMAN-BARR G., BALLEVRE O., GICQUELLO P., BRACCO-HAMMER I., VUICHOUD J., MONTIGON F., FERN E. (1994)

Fecal bile acid excretion and taurine status in cats fed canned and dry diets
Journal of Nutrition 124(12 Suppl): 2546-2551

ANDERSON P.A., BAKER D.H., SHERRY P.A., CORBIN J.E. (1980A)

Histidine, Phenylalanine-Tyrosine and Tryptophan Requirements for Growth of The Young Kitten
Journal of Animal Science 50: 479-483

ANDERSON P.A., BAKER D.H., SHERRY P.A., CORBIN J.E. (1980B)

Nitrogen requirement of the Kitten
American journal of veterinary research 41(10): 1646-1649

ASSOCIATION OF AMERICAN FEED CONTROL OFFICIALS (1994)

Official Publication

AAFCO

BAKER D.H., CZARNECKI-MAULDEN G.L. (1991)

Comparative nutrition of cats and dogs

Annual review of nutrition. 11:239-63

BALLÈVRE O., PIGUET C., STAEMPFLI A., CZARNECKI G.L., ACHESON K. (1993)

Tracer investigation of taurine metabolism in cats

Proceedings of the Nutrition Society 52: 129A

BARNETT K.C., BURGER I.H. (1980)

Taurine deficiency retinopathy in the cat

Journal of small animal practice 21(10): 521-34

BURGER I.H., BARNETT K.C. (1980)

The taurine requirement of the adult cat

Journal of Small Animal Practice 23: 533-537

BURGER I.H., BLAZE S.E., KENDALL P.T., SMITH P.M. (1984)

The protein requirement of adult cats for maintenance

Feline Practice 14: 8-14

BURGER I.H., SMITH P.H. (1987)

Aminosäurenbedarf erwachsener Katzen

in: Ernährung, Fehlernährung und Diätetik bei Hund und Katze

Hrsg.: Meyer H., und Kienzle E., Institut für Tierernährung, Tierärztliche Hochschule Hannover

CAREY D.P., STRIEKER M.J. (1993)

Taurine essentials and clinical management

Iams Technical Report. Lewisburg, Ohio: The Iams Company

CASE, CAREY, HIRAKAWA (1997)

Ernährung von Hund und Katze

Schattauer Verlag, Stuttgart

COOK N.E., KANE E., ROGERS Q.R., MORRIS J.G. (1984)

Self-selection of dietary casein and soy-protein by the cat

Physiology & behavior 34(4): 583-94

COTTAM Y.H., CALEY P., WAMBERG S., HENDRIKS W.H. (2002)

Feline Reference Values for Urine Composition

Journal of nutrition 132: 1754-1756

DEKEYZER A. (1997)

Untersuchungen zum Proteinbedarf adulter Katzen

Dissertation an der tierärztlichen Hochschule Hannover

DICKINSON P.J., ANDERSON P.J., WILLIAMS D.C., POWELL H.C., SHELTON G.D., MORRIS J.G., LECOUTEUR R.A. (2004)

Assessment of the neurologic effects of dietary deficiencies of phenylalanine and tyrosine in cats

American Journal of veterinary research 65(5):671-80

FAU D., LEUNG P.M.B., MORRIS J.G., ROGERS Q.R. (1987)

Veränderung der Futteraufnahme junger Katzen nach hoher Methioningabe und Glycinsupplementierung

in: Ernährung, Fehlernährung und Diätetik bei Hund und Katze

Hrsg.: Meyer H., und Kienzle E., Institut für Tierernährung, Tierärztliche Hochschule Hannover

FEKETE S.G., HULLAR I., ANDRASOFSZKY E., KELEMEN F. (2004)

Effect of different fibre types on the digestibility of nutrients in cats

Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition 88: 138-142

FIGGE S. (1989)

Untersuchungen über Akzeptanz, Verträglichkeit und Verdaulichkeit von Eiweissfuttermitteln bei Katzen

Dissertation Tierärztliche Hochschule Hannover

FINCO D.R., BARSANTI J.A. (1982)

Mechanism of urinary excretion of creatinine by the cat.

American Journal of veterinary research 43(12):2207-9

FUNABA M., HASHIMOTO E., IRIKI T., ABE M. (1998)

Utilization of nitrogen and macro-minerals in response to nutritional status in clinically normal adult cats

Experimental animals / Japanese Association for Laboratory Animal Science 47(3): 143-9

FUNABA M., MATSUMOTO C., MATSUKI K., GOTOH K., KANEKO M., IRIKI T., ABE M. (2002)

Comparison of corn gluten meal and meat meal as a protein in dry foods formulated for cats

American Journal of Veterinary Research 63(9): 1247-51

FUNABA M., OKA Y., KOBAYASHI S., KANEKO M., YAMAMOTO H., NAMIKAWA K., IRIKI T., HATANO Y., ABE M. (2005)

Evaluation of meat mela, chicken meal, and corn gluten meal as dietary sources of protein in dry cat food

The Canadian Journal of Veterinary Research 69:299-304

FUNABA M., TANAK T., KANEKO M., IRIKI T., HATANO Y., ABE M. (2001)

Fish meal vs. corn gluten meal as a protein source for dry cat food

The Journal of veterinary medical science / the Japanese Society of Veterinary Science 63(12): 1355-7

GLASS E.N., ODLE J., BAKER D.H. (1992)

Urinary taurine excretion as a function of taurine intake in adult cats

Journal of Nutrition 22(5):1135-42

GREAVES J.P., SCOTT P.P. (1960)

Nutrition of the cat 3. Protein requirements for nitrogen equilibrium in adult cats maintained on a mixed diet

British journal of nutrition 14: 361-369

HALLE I., GEBARDT G. (1990)

Zur Ernährung der Katze

Archives of animal nutrition 40(3): 179-190

HARDY A.J., MORRIS J.G., ROGERS Q.R. (1977)

Valine requirement of the growing kitten

Journal of Nutrition 107(7):1308-12

HARGROVE D.M., ROGERS Q.R., MORRIS J.G. (1984)

Leucine and isoleucine requirement of the kitten.

British Journal of Nutrition 52: 595-605

HAYES K.C., CAREY R.E., SCHMIDT S.Y. (1975)

Retinal degeneration associated with taurine deficiency in the caat

Science 188: 949 – 951

HAYES K.C., STURMAN J.A. (1981)

Taurine in metabolism

Annual Review of Nutrition 1: 401 – 25

HEIGL G. (2004)

Praxis der Urinuntersuchung: Durchführung und Interpretation

Der praktische Tierarzt 85(7): 482-487

HENDRIKS W., TARTTELIN M., MOUGHAN P. (1995)

Twenty-four hour feline excretion patterns in entire and castrated cats

Physiology and Behaviour 58(3):467-9

HENDRIKS W.H., EMMENS M.M.A. (1998)

Apparent Ileal Nitrogen and Amino Acid Digestibility of a Moist Cat Food

Journal of Nutrition 128: S2801-S2802

HENDRIKS W.H., EMMENS M.M.A., TRASS B., PLUSKE J.R. (1999)

Heat Processing Changes the Protein Quality of Canned Cat Foods as Measured with a Rat Bioassay

Journal of Animal Science 77: 669-676

HENDRIKS W.H., MOUGHAN P.J., TARTTELIN M.F. (1996)

Gut endogenous nitrogen and amino acid excretions in adult domestic cats fed a protein-free diet or an enzymatically hydrolysed casein-based diet

Journal of Nutrition 126(4):955-62

HENDRIKS W.H., MOUGHAN P.J., TARTTELIN M.F. (1997)

Urinary Excretion of Endogenous Nitrogen Metabolites in Adult Domestic Cats Using a Protein-Free Diet and the Regression Technique

Journal of Nutrition 127(4): 623-629

HICKMAN M.A., BRUSS M.L., MORRIS J.G., ROGERS Q.R. (1992)

Dietary protein source (soybean vs. casein) and taurine status affect kinetics of the enterohepatic circulation of taurocholic acid in cats

Journal of Nutrition 122(4): 1019-28

HICKMAN M.A., MORRIS J.G., ROGERS Q.R. (1992)

Intestinal taurine and the enterohepatic circulation of taurocholic acid in the cat

Advances in experimental medicine and biology 315:45-54

HOFFMANN I., KLEIN M. (1980)

Die Abhängigkeit der Harnenergie vom Kohlenstoff- und Stickstoffgehalt im Harn bei Rindern, Schafen, Schweinen und Ratten

Archiv für Tierernährung, 10-12 (30): 743-750

HÖRAUF A., REUSCH C., MINKUS G. (1989)

Vergleich von Nierenbiopsie und SDS-Polyacrylamidgel-Elektrophorese bei der Katze

Tierärztl. Prax. 5(SUPPL): 29-32

HUXTABLE R., BARBEAU A. (1976)

Taurine

New York: Raven Press 121-34

KANE E., MORRIS J.G., ROGERS Q.R. (1981)

Acceptability and digestibility by adult cats of diets made with various sources and levels of fat.

Journal of Animal Science 53(6): 1516-23

KENDALL P.T., HOLME D.W. (1982)

Studies on the diarstability of Soya Bean Products, cereals, cereal and plant by-products in diets of dogs

Journal of the Science of Food and Agriculture 33:813-823

KIENZLE E.(1986)

Gegenwärtiger Kenntnisstand über den Kohlenhydrat-Stoffwechsel der Katze
Übersicht der Tierernährung 14: 51-74

KIENZLE E., OPTIZ B., EARLE K.E., SMITH P.M., MASKELL I.E., IBEN C. (1999)

An Improved Method for the Estimation of Energy in Pet Foods
Journal of Nutrition 128: 2806-2808

KIRK C.A., BEVERLY J.L., TITTER R.C., STRIEKER M.J., BRENNER L., MORRIS J.G., ROGERS Q.R. (1994)

Diet-induced cholecystokinin release in cats
Journal of Nutrition 124: 2670S-2671S

KLEIBER M. (1967)

The Fire of Life. An introduction to animal energetics
Verlag John Wiley & Sons, Inc. New York, London

KNOPF K., STURMAN J.A., ARMSTRONG M., HAYES K.C. (1978)

Taurine: an essential nutrient for the cat
Journal of Nutrition 108(5):773-8

KRECIC ET AL (2003)

Kinetics and postmucosal effects on urinary recover of 5 intravenously administered sugars in healthy cats
The Canadian journal of veterinary research 67:88-93

LEGRAND-DEFRETIN V. (1994)

Differences between cats and dogs: a nutritional view.
Proceedings of the Nutrition Society 53(1):15-24

LEWIS L.D., MORRIS M.L., HAND M.S. (1990)

Klinische Diätetik für Hund und Katze

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover

LOEFFLER G. (1999)

Basiswissen Biochemie mit Pathobiochemie

Springer-Verlag Berlin, 3. Auflage

MAC DONALD M.L., ROGERS Q.R., MORRIS J.G. (1984)

Nutrition of the domestic cat, a mammalian carnivore

Annual Review of Nutrition 4: 521-62

MARKWELL P.J., BUFFINGTON C.T., SMITH B.H.E. (1998)

The Effect of Diet on Lower Urinary Tract Diseases in Cats

Journal of Nutrition 128: S2753-S2757

MERCER J.R., SILVA S.V. (1987)

Der Proteinstoffwechsel der Katzenleber

in: Ernährung, Fehlernährung und Diätetik bei Hund und Katze

Hrsg.: Meyer H., und Kienzle E., Institut für Tierernährung, Tierärztliche Hochschule Hannover

MEYER H. (1990a)

Proteinverdauung und intestinaler N-Stoffwechsel bei Hund und Katze

Effem-Forschung für Heimtiernahrung 30: 1-13

MEYER H. (1990b)

Ernährung des Hundes

Parey Verlag Stuttgart; 5., neu bearbeitete und erweiterte Auflage

MEYER H., WIESE-TWELE M., GRÜBLER B., SCHÜNEMANN C. (1989)

Untersuchungen über die endogene ileale, faecale und renale N-Ausscheidung
Fortschr. Tierphysiol. Tierernähr. 19: 86-93

MEYER-LINDENBERG A., WOHLSEIN P., TRAUTWEIN G., NOLTE I. (1997)

Urine protein analysis with the sodium-dodecyl-sulfate-polyacrylamide gel-electrophoresis (SDS-PAGE) in healthy cats and cats with kidney diseases
Zentralblatt für Veterinärmedizin 44(1): 39-54

MILLER S.A., ALLISON J.B. (1958)

The dietary nitrogen requirement of the cat
Journal of Nutrition 64: 493-501

MIYAZAKI M., KAMIE K., SOETA S., TAIRA H., YAMASHITA T. (2003)

Molecular cloning and characterization of a novel carboxylase-like protein that is physiologically present at high concentrations in the urine of domestic cats
Biochemical journal 370: 101-110

MONROE W.E., DAVENPORT D.J., SAUNDERS G.K. (1989)

Twenty-four hour urinary protein loss in healthy cats and the urinary protein-creatinine ratio as an estimate
American Journal of Veterinary Research 50(11): 1906-9

MORRIS J.G., ROGERS Q.R. (1978)

Ammonia intoxication in the near-adult cat as a result of a dietary deficiency of arginine
Science 199(4327): 431-2

MORRIS J.G., ROGERS Q.R. (1991)

Why is the nutrition of cats different from that of dogs?
Tijdschrift voor diergeneeskunde 116(Supl1): S64-S67

MORRIS J.G., ROGERS Q.R., O'DONNELL J.A. (2004)

Lysine requirement of kittens given purified diets for maximal growth
Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition 88: 113-116

MOSER E. (1990)

Dietary Principles in Disease Management
Seminars in Veterinary Medicine and Surgery (Small Animal) 5: 145-153

MÜHLUM A., MEYER H. (1989)

Untersuchungen über den Taurinstoffwechsel bei Katzen und
Beurteilungsmöglichkeiten des Versorgungsstatus.
Kleintierpraxis 34(10): 493-502

NATIONAL RESEARCH COUNCIL (1986)

Nutrient requirements of cats. Revised edition
National Academy of Science, National Academy Press, Washington D.C.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL (2006)

Nutrient requirements of cats
National Academy of Science, National Academy Press, Washington D.C.

ODLE J, ROACH M, BAKER DH. (1993)

Taurine utilization by cats.
Journal of Nutrition 123(11):1932-3

OPITZ B. (1996)

Untersuchungen zur Energiebewertung von Futtermitteln für Hund und Katze
Dissertation Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

PALMORE W.P., GASKIN J.M., NIELSON J.T. (1978)

Effects of diet on feline urine
Laboratory Animal Science 28(5): 551-5

PEACHEY S.E., DAWSON J.M., HARPER E.J. (2000)

Gastrointestinal transit times in young and old cats

Comparative Biochemistry and Physiology Part A 126(1): 85-90

PION, P.D., KITTLESON, M.D., ROGERS, Q.R., MORRIS, J.G (1987)

Myocardial failure in cats associated with low plasma taurine: a reversible cardiomyopathy

Science 237: 764-768

RABIN A.R., NICOLOSI R.J., HJAYES K.D. (1976)

Dietary influence of bile acid conjugation in the cat

Journal of Nutrition 106:1241-6

REINE N.J., LANGSTON C.E. (2005)

Urinalysis interpretation: how to squeeze out the maximum information from a small sample

Clinical techniques in small animal practice 20(1):2-10

RIOND J.-L., STIEFEL M., WENK C., WANNER M. (2003)

Nutrition studies on protein and energy in domestic cats

Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition 87: 221-228

ROGERS Q.R., MORRIS J.G. (1979)

Essentiality of Amino Acids for the Growing Kitten

Journal of Nutrition 109(4): 718-723

ROGERS Q.R., MORRIS J.G. (1982)

Do cats really need more protein?

Journal of Small Animal Practice 23: 521-532

ROGERS Q.R., MORRIS J.G. (2002)

Up-regulation of nitrogen catabolic enzymes is not required to readily oxidize excess protein in cats

Journal of Nutrition 132(9): 2819-20; author reply 2821-2

ROGERS Q.R., MORRIS J.G., FREEDLAND R.A. (1977)

Lack of hepatic enzymatic adaption to low and high levels of dietary protein in the adult cat.

Enzyme 22: 348-356

RUSSEL K., MURGATROYD P., BATT R. (2002)

Net Protein Oxidation Is Adapted to Dietary Protein Intake in Domestic Cats

Journal of Nutrition 132(3): 456-60

RUSSO E.A., LEES G.E., HIGHTOWER D. (1986)

Evaluation of renal function in cats, using quantitative urinalysis.

American Journal of veterinary research 47(6):1308-12

SCHADE L. (2006)

Untersuchungen zum Energiestoffwechsel von trächtigen Katzen

Dissertation Vetsuisse-Fakultät Universität Zürich

SCHÖNMEIER A. (2003)

Ein Beitrag zur Entwicklung von Schätzgleichungen für die umsetzbare Energie in Hunde- und Katzenalleinfuttern

Dissertation aus dem Institut für Physiologie, Physiologische Chemie und Tierernährung der Tierärztlichen Fakultät München

SCOTT P.P. (1975)

Beiträge zur Katzenernährung

Übersichten der Tierernährung 3: 1-31

SCOTT P.P. (1981)

Die Ernährung der Katze

Wiener tierärztliche Monatszeitschrift 68: 95-102

SILVA S.V.P.S., MERCER J.R. (1995)

Effect of protein intake on amino acid catabolism and gluconeogenesis by isolated hepatocytes from the cat (*Felis domestica*)

Comparative Biochemistry and Physiology 80B:603-607

STÄMPFLI A.A., BALLAVRE O., FAY L.B. (1992)

Determination of ¹⁵N enrichment of taurine in cat urine by high resolution fast-atom bombardement mass spectrometry

Rapid communications in mass spectrometry 6(9): 547-9

STÄMPFLI A.A., BALLAVRE O., FAY L.B. (1993)

Determination of taurine metabolism by measurement of ¹⁵N-enriched taurine in cat urine by gas chromatography-mass spectrometry

Journal of chromatography 617(2): 197-203

STEWART P.M., BATSHAW M., VALLE D., WALSER M. (1981)

Effects of arginine-free meals on ureagenesis in cats

The American journal of physiology 241(*Endocrinol Metab.* 4): E310-E315

STIEFEL M. (1999)

Einfluss dreier unterschiedlicher Diäten auf den Energie- und Proteinstoffwechsel adulter Katzen unter spezieller Berücksichtigung der physischen Aktivität

Dissertation Vetsuisse-Fakultät Universität Zürich

STRATTON-PHELPS M., BACKUS R., ROGERS Q., FASCETTI A. (2002)

Dietary Rice Bran Decreases Plasma and Whole-Blood Taurine in Cats

Journal of Nutrition 132: 1745-1747

STURMAN J. (1992)

Review: taurine deficiency and the cat

Advances in experimental medicine and biology 315:1-5

STURMAN J.A. (1991)

Dietary taurine and feline reproduction and development

Journal of nutrition 121(11 Suppl): S166-70

STURMAN JA, GARGANO AD, MESSING JM, IMAKI H (1986)

Feline maternal taurine deficiency: effect on mother and offspring

Journal of nutrition 116(4):655-67

TARTTELIN M., HENDRKS W., MOUGHAN P. (1998)

Relationship between Plasma Testosterone and Urinary Felinine in the growing Kitten

Physiology & behavior 65(1): 83-7

TAYLOR T.P., MORRIS J.G., KASS P.H., ROGERS Q.R. (1997)

Increasing dispensable amino acids in diets of kittens fed essential amino acids at or below their requirement increases the requirement for arginine

Amino Acids 13:257-272

WILKES R. D., GOLDSOTON R. T., SEYBOLD I.M. (1980)

Urinalysis: the physical and chemical examination

Veterinary medicine, small animal clinician Nov: 1683-6

WOLFFRAM, S. (1991)

Die Aminosäure Taurin - Physiology und Pathophysiologie

Schweizer Archiv für Tierheilkunde 133(10): 467-476

WORDEN A.N., WATHERHOUS C.E. (1960)

Studies on the Composition of Normal Cat Urine

Journal of small animal practice 1:11-23

ZENTEK J., DEKEYZER A., MISCHKE R. (1998)

Influence of dietary protein quality on nitrogen balance and some blood parameters in cats

Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition 80:63-66

ZENTEK J., SCHULZ A. (2004)

Urinary Composition of Cats Is Affected by the Source of Dietary Protein

Journal of Nutrition 134: 2162S-2165S

7. TABELLENANHANG

Tabelle I: Weender-Analyse und Bombenkalorimetrie des Futters

	TS (%)	Rohprotein (%TS)	Rohfett (%TS)	Rohfaser (%TS)	Rohasche (%TS)	BE (KJ/100g TS)
FH	23.3	64.79 ^a	24.7	1.64	3.15	2788 ^a
FL	49.3	33.00 ^b	66.0	3.41	1.90	3190 ^b
LH	25.6	65.00 ^a	29.0	3.98	4.42	2625 ^d
LL	44.0	28.90 ^b	60.0	3.88	4.42	3280 ^c
SH	26.9	50.00 ^a	25.0	3.98	5.40	2603 ^e
SL	39.8	23.60 ^b	61.3	3.88	2.40	3234 ^{bc}

Tabelle II: Weender-Analyse des Kotes

	Rohprotein (%TS)	Rohfett (%TS)	Rohasche (%TS)
FH	30.79 ± 3.11	19.77 ± 3.34	36.73 ± 3.76
FL	19.89 ± 2.42	35.69 ± 5.14	28.89 ± 4.54
LH	39.23 ± 1.26	20.15 ± 0.74	21.77 ± 2.13
LL	31.52 ± 1.35	33.27 ± 5.46	21.36 ± 3.31
SH	21.68 ± 0.68	8.86 ± 2.25	16.60 ± 2.01
SL	21.27 ± 2.26	33.36 ± 13.51	17.37 ± 3.43

Tabelle III: scheinbare Verdaulichkeit der Rohnährstoffe

	sV Protein (%)	sV Fett (%)	sV Bruttoenergie (%)
FH	98.19 ± 0.40	96.30 ± 1.50	97.31 ± 0.75
FL	97.89 ± 0.49	97.38 ± 1.34	97.14 ± 1.15
LH	96.06 ± 0.69	95.09 ± 0.92	93.93 ± 1.14
LL	93.30 ± 1.89	96.73 ± 0.73	95.44 ± 1.06
SH	93.96 ± 1.39	96.27 ± 0.37	90.87 ± 1.98
SL	86.15 ± 5.12	91.86 ± 3.14	89.12 ± 3.76

Tabelle IVa: Spezifisches Gewicht des Urins in Abhängigkeit der Ration

	Spezifisches Gewicht des Urins
FH	1047.30 ± 1.20
FL	1045.32 ± 1.41
LH	1048.13 ± 1.00
LL	1045.26 ± 1.20
SH	1042.71 ± 1.40
SL	1044.27 ± 1.52

Tabelle IVb: Spezifisches Gewicht des Urins in Abhängigkeit der Katze

	Spezifisches Gewicht des Urins
Katze 1	1038.79 ± 1.78
Katze 2	1046.28 ± 2.90
Katze 3	1044.79 ± 3.06
Katze 4	1046.76 ± 2.57
Katze 5	1047.23 ± 2.60
Katze 6	1047.75 ± 3.32

Tabellenanhang

Tabelle V: Freie Aminosäuren im Urin je Ration

	FH	FL	LH	LL	SH	SL
Asp	36.41 ± 20.10	75.37 ± 37.49	27.73 ± 15.38	16.97 ± 7.86	86.50 ± 24.76	86.81 ± 25.66
Glu	491.47 ± 103.09	829.86 ± 300.34	414.64 ± 35.14	631.94 ± 142.55	770.64 ± 91.06	821.15 ± 117.64
Ser	191.14 ± 26.71	284.89 ± 38.79	213.05 ± 22.69	261.22 ± 38.69	239.78 ± 27.84	290.22 ± 29.28
His	320.67 ± 22.96	413.99 ± 67.58	409.99 ± 43.16	495.11 ± 86.92	388.16 ± 57.34	435.52 ± 31.00
Gly	180.74 ± 42.35	209.46 ± 31.12	186.68 ± 25.81	206.77 ± 64.00	198.16 ± 57.48	166.07 ± 25.55
Thr	278.62 ± 65.24	264.66 ± 46.01	205.20 ± 44.02	119.44 ± 24.80	184.05 ± 30.31	153.61 ± 35.62
Ala	2479.57 ± 302.69	2842.31 ± 596.45	1041.40 ± 168.21	1630.89 ± 214.62	2043.25 ± 577.65	2434.36 ± 458.69
Arg	460.12 ± 233.43	665.68 ± 143.06	686.09 ± 58.63	516.03 ± 109.44	707.35 ± 206.91	874.45 ± 161.44
Tyr	513.70 ± 83.74	609.22 ± 168.26	747.80 ± 168.37	765.10 ± 126.24	805.96 ± 227.76	1193.91 ± 166.47
Val	1633.22 ± 1417.57	1711.69 ± 1447.50	1259.10 ± 1067.77	1021.89 ± 752.65	1229.00 ± 1096.52	215.05 ± 210.74
Met	1827.53 ± 539.45	3541.11 ± 2006.31	2216.72 ± 881.16	2898.45 ± 1076.48	1719.71 ± 567.42	3056.65 ± 1471.15
Phe	84.55 ± 47.43	126.45 ± 43.06	97.91 ± 39.61	91.49 ± 58.93	152.14 ± 28.10	244.30 ± 65.44
Ile	381.63 ± 122.87	207.71 ± 48.41	286.92 ± 63.48	320.95 ± 114.72	96.35 ± 43.09	76.34 ± 45.24
Leu	328.25 ± 55.57	331.84 ± 41.69	430.38 ± 125.89	318.27 ± 48.40	252.92 ± 97.31	282.61 ± 60.72
Lys	107.93 ± 20.43	131.48 ± 28.01	327.38 ± 237.10	181.00 ± 41.52	265.59 ± 39.47	326.38 ± 82.49
Pro	35.52 ± 25.32	45.20 ± 27.36	35.08 ± 21.64	32.39 ± 16.58	20.38 ± 13.93	72.73 ± 72.73
Taurin	1541.38 ± 818.19	1420.54 ± 958.25	0.00 ± 0.00	189.03 ± 189.03	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00

8. DANKSAGUNG

An dieser Stelle möchte ich mich ganz herzlich bei allen bedanken, die mich bei der Erstellung dieser Dissertation unterstützt haben und so zum Gelingen der Arbeit beigetragen haben. Mein besonderer Dank richtet sich an:

Herrn **Prof. Dr. M. Wanner** für die Übernahme des Referats, die Unterstützung und Beratung bei der Erstellung dieser Arbeit

Frau **Prof. Dr. Christine Iben** von dem Institut für Ernährung an der veterinärmedizinischen Universität Wien für die Übernahme des Korreferates, das sorgfältige Durchlesen und die hilfreichen Anregungen

Frau **Dr. B. Wichert** für die Idee dieser Arbeit und die hilfreiche Betreuung und Unterstützung in allen Belangen

Herrn **Prof. Dr. Roger Stephan**, vom Institut für Lebensmittelsicherheit für die Benutzung der Küche und der Gerätschaften.

Herrn **Rolf Riser**, vom Restaurant Metzgerstübli in Frauenfeld, für die zur Verfügung gestellten Geräte und Räumlichkeiten bei der Herstellung des Katzenfutters

Herrn **Urs Müller**, vom Veterinär-anatomischen Institut, für die Erstellung und Reparatur der speziellen Katzenthoiletten

Dem Institut der Tierernährung der Tierärztlichen Hochschule Hannover für die Bestimmung der Aminosäuregehalte der Rationen.

Herrn **Frank Schreiber**, von der Vital AG in Oberengstringen, für die zur Verfügung gestellten Futtermittelzusätze Taurin, Calciumphosphat und Calciumcarbonat

Danksagung

Herrn **Egon Biedermann**, von der Geistlich AG in Schlieren, für das zur Verfügung gestellte Rindertalg und die angenehme Zusammenarbeit

Der **Familie Kammermann**, Metzgerei in Wolhusen, für die zuvorkommende Vorbereitung der tierischen Proteinquellen und das Verständnis für meine Spezialwünsche

Meinen Mitdoktorandinnen **Lucienne Schade**, **Karin Singer**, **Carmen Füglistaller**, **Sarah Nater** und **Tanja Staub**, für die Unterstützung bei der Versorgung der Katzen, für die unterhaltsame Zusammenarbeit im Büro und für die lustigen Stunden neben der Arbeit

Herrn **Armin Rüdemann** vom Stiegenhof in Oberembrach für das offene Ohr und die hilfreiche Art bei der Versorgung der Tiere

Frau **Carmen Kunz**, vom Institut für Nutztierwissenschaften der ETH, für die Unterstützung bei der Analyse der Proben mit dem C/N-Analyser und dem Lyophilisator

Herrn **PhD Serge Chesnov**, vom Institut für Biochemie, für die schnelle Durchführung der Aminosäurenanalyse des Katzenurins

Den Laborantinnen **Barbara Schneider** und **Brigitte Küffer** für die Hilfe bei den Analysen und die moralische Unterstützung

Frau **Gabriela Eger** vom Sekretariat des Instituts für Tierernährung für die moralische und technische Unterstützung.

Ein speziell grosser Dank gilt meiner **Familie**, die mir jederzeit und ohne zu Zögern zur Seite stand und mich moralisch unterstützt und immer wieder motiviert hat!!

9. CURRICULUM VITAE

Name	Monica Isenegger
Geburtsdatum	7. August 1980
Geburtsort	Wolhusen
Nationalität	CH
Heimatort	Schüpfheim & Littau, LU
Eltern	Franz Isenegger Käthi Isenegger-Roth
Geschwister	Franziska Isenegger Helen Isenegger Caterina Isenegger
1986-1992	Primarschule Wolhusen
1992-1999	Kantonsschule Willisau
1999	Maturität Typ B
1999-2004	Studium der Veterinärmedizin an der Universität Bern, Schweiz
Herbst 2004	Promotion an der Universität Bern
2005-2007	Dissertation am Institut für Tierernährung der Universität Zürich
2006-jetzt	Assistenz in Tierarztpraxis Bleumatt, Büron LU