

Aus dem Institut für Tierernährung
der Tierärztlichen Hochschule Hannover
und dem Institut für Tierernährung der Universität Hohenheim

**Fermentation ausgewählter Kohlenhydrate
(insbesondere Mannanoligosaccharid und Pektin) in
vivo und in vitro (Hohenheimer Futterwerttest) beim
Schwein**

INAUGURAL – DISSERTATION
zur Erlangung des Grades einer
DOKTORIN DER VETERINÄRMEDIZIN
(Dr. med. vet.)
durch die Tierärztliche Hochschule Hannover

Vorgelegt von
Dagmar Duda
aus Loslau

Hannover 2004

Wissenschaftliche Betreuung an der Tierärztlichen Hochschule Hannover:
Univ.-Prof. Dr. J. Kamphues

Wissenschaftliche Betreuung an der Universität Hohenheim:
Prof. Dr. med. vet. & agr. Dr. h.c. W. Drochner

1. Gutachter/in: Univ.-Prof. Dr. J. Kamphues

2. Gutachter/in: PD Dr. E. große Beilage

Tag der mündlichen Prüfung: 03.06.2004

Meiner Mutter

1. EINLEITUNG	1
2. SCHRIFTTUM	3
2.1. Mikrobielle Besiedlung des Dickdarms	3
2.2. Mikrobielle Dickdarmfermentation	6
2.2.1. Substratangebot für die Fermentation.....	6
2.2.1.1. Nicht-Stärke-Polysaccharide	6
2.2.1.1.1. Pektine.....	8
2.2.1.1.2. Resistente Stärke.....	9
2.2.1.1.3. Oligosaccharide	10
2.2.1.1.4. Mannanoligosaccharide	11
2.2.2. Flüchtige Fettsäuren (FFS)	12
2.2.2.1. Bildung flüchtiger Fettsäuren.....	12
2.2.2.2. Absorption flüchtiger Fettsäuren.....	14
2.2.2.3. Metabolismus flüchtiger Fettsäuren und deren Auswirkung auf den Organismus	15
2.3. Methoden zur Bewertung von Fermentationsvorgängen beim Schwein	16
3. MATERIAL und METHODEN	20
3.1. Vergleich von Caecumchymus und Kot als Inokula im modifizierten Hohenheimer Futterwerttest (HFT) unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsbedingungen	20
3.1.1. Tiere und Haltung.....	20
3.1.2. Futter und Fütterung der Spendertiere.....	21
3.1.3. Caecumfistulierung	22
3.1.4. Inkubierte Substrate	23
3.1.5. Durchführung der Inkubation zur Bestimmung der Gasbildung und der flüchtigen Fettsäuren.....	23
3.1.5.1. Caecumchymus- und Kotentnahme	23

3.3.4.2.3. Inkubationsdurchführung	42
3.3.4.2.4. Versuchsschema	42
3.3.4.2.5. Statistische Auswertung.....	43
4. ERGEBNISSE.....	45
4.1. Vergleich von Caecumchymus und Kot als Inokula im modifizierten Hohenheimer Futterwerttest (HFT) unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsbedingungen.....	45
4.1.1. Inkubationsdauer.....	45
4.1.1.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen.....	45
4.1.1.2. Fermentationsmuster.....	47
4.1.2. Substrateinwaagemenge.....	51
4.1.2.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen.....	51
4.1.2.2. Fermentationsmuster.....	54
4.1.3. Verdünnung Digesta:Medium.....	58
4.1.3.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen.....	58
4.1.3.2. Fermentationsmuster.....	59
4.2. <i>In vitro</i>-Inkubation verschiedener Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum.....	63
4.2.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen	63
4.2.2. Fermentationsmuster	64
4.3. Untersuchung ausgewählter Fermentationsprodukte <i>in vivo</i> und <i>in vitro</i> in Abhängigkeit von der Fütterung der Tiere	66
4.3.1. Einfluss von Mannan oligosaccharid und Pektin <i>in vivo</i>	66
4.3.1.1. Postprandiale Entwicklung der FFS-Gesamtkonzentrationen und des Fermentationsmusters	66
4.3.1.2. Postprandiale Entwicklung des pH-Wertes und des Trockensubstanzgehaltes	74
4.3.2. Einfluss von Mannan oligosaccharid und Pektin <i>in vitro</i>	78
4.3.2.1. Fermentation von MOS und Pektin in Abhängigkeit von der Fütterung der Inokulumspendertiere.....	78

4.3.2.1.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen	78
4.3.2.1.2. Fermentationsmuster	82
4.3.2.2. Fermentation von gefriergetrocknetem Caecumchymus in Abhängigkeit von der Fütterung der Spendertiere.....	85
4.3.2.2.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen	85
4.3.2.2.2. Fermentationsmuster	86
4.3.2.3. Fermentation von MOS und Pektin sowie von gefriergetrocknetem Caecumchymus im Vergleich.....	90
4.3.2.3.1. Inkubation von MOS und von gefriergetrocknetem Caecumchymus der MOS-Gruppe	90
4.3.2.3.1.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen.....	90
4.3.2.3.1.2. Fermentationsmuster.....	91
4.3.2.3.2. Inkubation von Pektin und von gefriergetrocknetem Caecumchymus der Pektingruppe.....	91
4.3.2.3.2.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen.....	91
4.3.2.3.2.2. Fermentationsmuster.....	92
4.3.2.4. Überprüfung der Übertragbarkeit der <i>in vitro</i> -Ergebnisse auf die Verhältnisse <i>in vivo</i>	92
5. DISKUSSION.....	96
5.1. Vergleich von Caecumchymus und Kot als Inokula im modifizierten HFT unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsbedingungen	96
5.1.1. Inkubationsdauer.....	96
5.1.2. Substrateinwaagemenge.....	98
5.1.3. Verdünnung Digesta:Medium.....	99
5.2. <i>In vitro</i>-Inkubation verschiedener Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum.....	102

5.3. Untersuchung ausgewählter Fermentationsprodukte <i>in vivo</i> und <i>in vitro</i> in Abhängigkeit von der Fütterung der Tiere	104
5.3.1. Einfluss von Mannanoligosaccharid und Pektin <i>in vivo</i>	104
5.3.1.1. Flüchtige Fettsäuren.....	104
5.3.1.2. pH-Wert.....	112
5.3.1.3. Trockensubstanzgehalt	115
5.3.2. Einfluss von Mannanoligosaccharid und Pektin <i>in vitro</i>	118
5.3.2.1. Fermentation von MOS und Pektin in Abhängigkeit von der Fütterung der Inokulumspendertiere.....	118
5.3.2.2. Fermentation von MOS und Pektin sowie von gefriergetrocknetem Caecumchymus im Vergleich.....	120
5.3.2.3. Überprüfung der Übertragbarkeit der <i>in vitro</i> -Ergebnisse auf die Verhältnisse <i>in vivo</i>	122
6. ZUSAMMENFASSUNG	124
7. SUMMARY	127
8. LITERATURVERZEICHNIS	130
9. ANHANG	159
9.1. Tabellenanhang	159
9.2. Verzeichnis der Tabellen	176
9.2. Abbildungsverzeichnis	180

Verzeichnis der Abkürzungen

Verzeichnis der Abkürzungen:

ADF	acid detergent fiber	TOS	Transgalactooligosaccharide
ADL	acid detergent lignin	TS	Trockensubstanz
ATP	Adenosintriphosphat	VER	Verdünnung
C2	Acetat	W ^{0,75}	metabolische Lebendmasse
C3	Propionat	XA	Rohasche
C4	Butyrat	XF	Rohfaser
C4i	iso-Butyrat	XL	Rohfett
C5	Valeriat	XP	Rohprotein
C5i	iso-Valeriat		
FFS	flüchtige Fettsäuren		
FOS	Fructooligosaccharide		
FS	Frischsubstanz		
HFT	Hohenheimer Futterwerttest		
I	Inokulum		
IKD	Inkubationsdauer		
ISTD	Interner Standard		
LTS	lufttrockene Substanz		
ME	umsetzbare Energie		
MOS	Mannanoligosaccharid		
n	Stichprobenumfang		
nn	nicht nachweisbar		
NDF	neutral detergent fiber		
NDO	Non-Digestible-Oligosaccharides		
NfE	Stickstofffreie Extraktstoffe		
NSP	Nicht-Stärke-Polysaccharide		
OS	organische Substanz		
p	Irrtumswahrscheinlichkeit		
ppr	postprandial; nach der Fütterung		
r ²	Korrelationsfaktor		
RS	Resistente Stärke		
S	Substrat		
SE	Standarderror		
SEW	Substrateinwaagemenge		

1. EINLEITUNG

Die Verdauung von Nährstoffen findet bei den Monogastriern hauptsächlich durch körpereigene Enzyme im Magen und im Dünndarm und anschließende Absorption statt. Ein Teil der Nährstoffe, Nicht-Stärke Polysaccharide (NSP), nicht verdauliche Oligosaccharide (NDO) sowie im geringeren Ausmaß auch Proteine, gelangen jedoch in den Dickdarm und werden dort von den Mikroorganismen, die den Darmtrakt besiedeln, teilweise abgebaut (RÉRAT 1978; CUMMINGS u. ENGLYST 1987). Da die im Dickdarm ablaufenden Fermentationsprozesse mit denen im Pansen vergleichbar sind, wird der Dickdarm oft als Gärkammer der Monogastrier bezeichnet. Die wichtigsten Endprodukte des mikrobiellen Stoffwechsels sind unter anderem die Gase Wasserstoff (H₂), Methan (CH₄) und Kohlenstoffdioxid (CO₂), Ammoniak und flüchtige Fettsäuren wie Essigsäure, Propionsäure und Buttersäure (BUGAUT u. BENTÉJAC 1993; EWING u. COLE 1994).

Da das Verhältnis der einzelnen flüchtigen Fettsäuren zueinander, das einen Vergleich von Fermentationsabläufen erlaubt, stark von den im Dickdarm zur Verfügung stehenden Substraten abhängig zu sein scheint, stellt die Zusammensetzung der Ration eine der wichtigsten Möglichkeiten dar, um durch Fütterungsstrategien auf die Fermentation einwirken zu können (FRIEND et al. 1963; KENNELLY et al. 1981; BACH KNUDSEN et al. 1991b; MARTIN et al. 1998).

Da die Untersuchung von Fermentationsprozessen *in vivo* sehr aufwendig ist, wurden verschiedene *in vitro*-Systeme entwickelt, um diese Vorgänge zu simulieren. Die meisten Systeme sind von *in vitro*-Verfahren abgeleitet, die für Untersuchungen der Pansenfermentation des Wiederkäurers entworfen wurden (CZERKAWSKI u. BRECKENRIDGE 1977; DREYER 1990; THEODOROU et al. 1994; DAVIES et al. 1995). Aus tierschutzrechtlichen Gründen wird dabei meistens Kot als Inokulum verwendet. Darüber hinaus erfordert die Kotentnahme nur einen geringen tierexperimentellen Aufwand, wodurch der Kot als eine schnell verfügbare Bakterienquelle genutzt werden kann. Einige Autoren berichten jedoch von einer unterschiedlichen bakteriellen Besiedlung innerhalb der einzelnen Darmsegmente (ALLISON et al. 1979; RUSSELL 1979; ROBINSON et al. 1981, 1984; MOORE et al. 1987), die sich in Abhängigkeit von dem Entnahmeort des Inokulums auf den *in vitro*-Fermentationsablauf auswirken könnte.

Auch der von MENKE et al. (1979) entwickelte Hohenheimer Futterwerttest (HFT) ist ein Verfahren zur Bewertung des energetischen Futterwerts von Futtermitteln für Wiederkäuer. Die Abbaurate der Futtermittel wird hierbei durch Erfassung der Gasbildung und der Bildung von flüchtigen Fettsäuren ermittelt.

Ziel der vorliegenden Arbeit war es den Hohenheimer Futterwerttest so zu modifizieren, dass Fermentationsprozesse, die im Caecumchymus und im Kot des Schweines ablaufen, *in vitro* erfasst werden können.

Dabei interessierten insbesondere folgende Fragen:

- 1) Kann eine Kotsuspension anstelle von Caecumchymus in dem modifizierten Hohenheimer Futterwerttest zur Beurteilung der *in vitro*-Fermentationsparameter verwendet werden?
- 2) Ist das *in vitro*-Verfahren geeignet, um substratspezifische Fermentationsprodukte beurteilen zu können, die beim Abbau verschiedener Kohlenhydrate gebildet werden?
- 3) Üben 5 %ige Mannanoligosaccharid- und Pektinzulagen zu den Rationen einen Einfluss auf die Bildung ausgewählter Fermentationsprodukte *in vivo* und *in vitro* aus?
- 4) Ist ein Vergleich des *in vivo* und *in vitro* gebildeten Fermentationsmusters möglich?

2. SCHRIFTTUM

2.1. Mikrobielle Besiedlung des Dickdarms

Der gastrointestinale Trakt der Schweine ist bis zur Geburt mikroorganismenfrei. Bereits bei der Geburt und vor allem in den ersten Lebensstunden beginnt seine Besiedlung mit diversen Bakterienpopulationen, die sich in der unmittelbaren Umgebung des Tieres befinden (TANNOCK et al. 1990; CONWAY 1994; PLUSKE et al. 1999).

In den ersten Lebensmonaten kommt es zu einer permanenten Veränderung, besonders in der Phase des Absetzens, sowohl der Bakterienspezies als auch der Bakteriendichte im Verdauungstrakt wachsender Schweine (MUL u. PERRY 1994; HILLMAN, 2001). Nach etwa 120 Tagen stabilisiert sich die Zusammensetzung der Darmflora (SAVAGE 1977; HOUDIJK 1998), wobei es zur Ausbildung einer individuellen faecalen Mikrobenpopulation kommt (ZOETENDAL et al. 1998). Die bakterielle Besiedlung im Magen und im cranialen Dünndarbereich ist vergleichsweise niedrig (FULLER et al. 1960; SAVAGE 1977). Im distalen Dünndarm steigt die Bakterienkonzentration hingegen massiv an und setzt sich vorwiegend aus *Laktobazillen* und *Streptokokken* zusammen (SAVAGE 1977). Untersuchungen von HOUDIJK (1998) belegen eine beträchtliche Fermentation der Darmdigesta bereits im terminalen Ileum. Ein steiler Anstieg mikrobieller Aktivität – mit Hilfe von ATP gemessen - wird im Caecum und im proximalen Colon beobachtet. Richtung Enddarm lässt sich wiederum ein Abfall der ATP-Werte feststellen (BACH KNUDSEN et al. 1991b; JENSEN u. JØRGENSEN 1994).

Die durchschnittliche Konzentration an Mikroorganismen in Caecumdigesta bei ca. 14 Wochen alten Ferkeln wird auf $2,37 \times 10^{10}$ /g Frischsubstanz und die Anzahl an Bakterien, die an die caecale Wand assoziiert sind, wird auf $2,67 \times 10^7$ /cm² der epithelialen Oberfläche geschätzt (ALLISON et al. 1979). PRYDE et al. (1999) geben eine Konzentration von $5,3 \times 10^{10}$ /g Frischsubstanz bei 4-5 Monate alten Schweinen an. Die kultivierbaren Bakterien sind vorwiegend strikt anaerob. Den größten Anteil mit 78 % stellen bei Absetzferkeln gramnegative Keime dar. Diese lassen sich bei erheblichen Variationen in folgende Arten unterteilen: *Bacteroides ruminicola* (35 %), *Selenomonas ruminantium* (21 %), *Butyrifibrio fibrisolvens* (6 %) und *Bacteroides*

uniformis (3 %; ROBINSON et al. 1981). Als dominierende Mikroorganismen der grampositiven Bakterien konnten *Lactobacillus acidophilus* (7,6 %), *Peptostreptococcus productus* (3 %) und *Eubacterium aerofaciens* (2,5 %) identifiziert werden (ROBINSON et al. 1981).

RUSSELL (1979) untersuchte an 20-25 Wochen alten Schweinen die bakterielle Konzentration im Verlauf des proximalen, mittleren und distalen Dickdarmes. Die Proben wurden dabei aus dem Lumen, der Schleimhautoberfläche und der Darmwand entnommen. Es ergaben sich keine Unterschiede der Bakterienkonzentrationen zwischen dem Lumen und der Schleimhautoberfläche. An der Darmwand wurden dagegen signifikant geringere Konzentrationen vorgefunden. Durchschnittlich wurden Konzentrationen im Bereich von $0,1 \times 10^{10}$ bis $11,7 \times 10^{10}$ Organismen /g Trockensubstanz des Materials nachgewiesen. ROBINSON et al. (1984) haben bei 7-9 Wochen alten Absetzferkeln eine Bakterienkonzentration in Höhe von $5,7 \times 10^7/\text{cm}^2$ der Oberfläche des colonalen Gewebes ermittelt. PRYDE et al. (1999) gehen von $8,8 \times 10^8$ wandassoziierten Organismen /g Frischsubstanz und von $2,3 \times 10^{10}$ Organismen /g Frischsubstanz im Lumen des Dickdarms bei 4-5 Monate alten Schweinen aus.

Die Bakterienpopulation im Colon besteht im Gegensatz zum Caecum vorwiegend aus grampositiven Bakterien (71 %-90 %). Den Hauptanteil in den luminalen Digesta bilden die *Streptococccen sp.* (37-47 %) gefolgt von *Lactobacilli*, *Eubacteria* und *Bifidobacteria* (RUSSELL 1979; ROBINSON et al. 1984; WITTENBRING et al. 1984). Zu den gramnegativen Organismen zählen 29 % der epithelialen Isolate: *Bacteroides sp.* (18,4 %), *Selenomonas ruminantium* (4,4 %), *Fusobacterium prausnitzii* (2,2 %), *Gemminger formicilis* (1,5 %) sowie *Escherichia coli* und *Leptotrichia buccalis* mit weniger als 1 % (ROBINSON et al. 1984).

Bei ROBINSON et al. (1984) enthielt der Chymus, der direkt vom Epithelium entnommen wurde, höhere Proportionen an *Streptokokken* (54.5%) im Vergleich zu dem Material aus dem Lumen, in dem die *Fusobacteria ssp.* in höherem Verhältnis vorkamen.

Bei den Untersuchungen von SALANITRO et al. (1977) und MOORE et al. (1987) ergab die durchschnittliche Kulturzählung Werte von $4,48 \times 10^{10}$ bis $7,40 \times 10^{10}$ bzw. $9,7 \times 10^9$ Bakterien/g Frischkotssubstanz. Auch bei SALANITRO et al. (1977) gehören die grampositiven Bakterien mit 90 % zu den Hauptvertretern der Dickdarmflora. Die

Streptokokken (44 % bzw. 29 %) nehmen dabei einen erheblichen Stellenwert ein. Ferner konnten *Lactobacilli* (14 %), *Eubacteria* (12 %), *Fusobacteria* (4 %), *Peptostreptococci* (5 %), *Bifidobacteria* (4 %), *Clostridia* (3 %), *Selenomonas* (4 %), *Butyrivibrio* (3 %) und *Escherichia* (2 %) kultiviert werden (MOORE et al. 1987).

Die Hauptaufgabe der intestinalen Mikroflora ist der Energiegewinn durch Fermentation der im oberen Magen-Darm-Trakt nicht verdauten Substrate. Viele der dabei entstehenden Fermentationsprodukte üben zusätzlich eine positive Wirkung auf die Gesundheit des Wirtes aus. Außerdem soll die Normalflora, v.a. die Gruppe der *Bifidobacteria* und der *Lactobacilli*, eine Barriere gegen eine Besiedlung mit enteropathogenen Keimen bilden (SAVAGE 1986; BOLDUAN u. JUNG 1990; SALMINEN et al. 1998). Die Stabilität, die Zusammensetzung, die Gesamtmenge sowie die fermentative Aktivität der Flora in den verschiedenen Darmabschnitten werden von den dort herrschenden Milieubedingungen beeinflusst. Dabei spielen pH-Wert (6.3-6.6), Temperatur (38-39° C beim Schwein), Redoxpotential, Osmolalität, Enzymaktivität, Anaerobiosis, ein ausreichendes Substratangebot sowie die Zeit, die den Bakterien zum Abbau des Substrates zur Verfügung steht, eine wesentliche Rolle (SCHLEGEL 1992; CONWAY 1994; PLUSKE et al. 1999). Die Zusammensetzung der Ration stellt dabei eine der wichtigsten Möglichkeiten dar, diese Faktoren zu manipulieren und somit von außen auf die Mikroorganismen einzuwirken (JENSEN 1993). JENSEN u. JØRGENSEN (1994) konnten nach einer erhöhten Rohfaserzulage sowohl 5.5-fach höhere ATP-Werte, die ein Indikator für mikrobielle Aktivität sind, als auch einen 5- bis 9-fachen Anstieg der CO₂- und CH₄-Produktion im Gastrointestinaltrakt von Schweinen messen. Eine Abhängigkeit der bakteriellen Vermehrungsrate von dem zur Verfügung gestellten Substrat konnten BACH KNUDSEN et al. (1993) ebenfalls zeigen. VAREL u. POND (1985) beobachteten einen Anstieg zellulolytischer Spezies, die bis zu 10 % der kultivierbaren Flora betragen konnten, nach Verfütterung hoher Mengen an Rohfaser. MAY et al. (1994) stellten auch einen Anstieg der *Laktobazillen* und *Bifidobakterien* nach Zusatz verdaulicher Fasern fest.

2.2. Mikrobielle Dickdarmfermentation

5.2.1. Substratangebot für die Fermentation

Viele Bakterien des Magen-Darm-Traktes sind fähig, eine Reihe von Enzymen, die entweder an die Zellen gebunden sind oder extrazellulär abgegeben werden, zu bilden und dadurch bestimmte Substratmolekülbindungen zu spalten. Bei diesen Enzymen handelt es sich vorrangig um Polysaccharidasen, Glycosidasen, Proteasen und Peptidasen (WARREN 1996).

Die mikrobielle Dickdarmverdauung hat beim Schwein bei üblichen Rationen mit weniger als 5 % Rohfaser in der Ration einen Anteil von ca. 17 % an der Gesamtverdauung der organischen Substanz (DROCHNER 1984). Bei einem Futterniveau, das 2 % der Lebendmasse entspricht, werden täglich 62-85 g Digesta und 55-77 g Wasser pro kg Lebendmasse ileocaecal transportiert (DROCHNER u. MEYER 1991), wobei die scheinbare Verdaulichkeit der organischen Substanz im Dickdarm ca. 48 % beträgt. Sowohl der Digestafluss als auch die scheinbare Verdaulichkeit hängen von der Rationszusammensetzung ab und sind großen Schwankungen unterworfen.

Die Substrate, die für die Fermentation im Dickdarm zur Verfügung stehen, sind Nährstoffe, die im Magen und Dünndarm nicht verdaut wurden, weil sie entweder der enzymatischen Verdauung entkommen konnten, oder weil endogene Enzyme fehlen, um bestimmte Bindungen spalten zu können. Dabei handelt es sich vorwiegend um Nicht-Stärke-Polysaccharide (NSP), Resistente Stärke (RS) und nicht verdauliche Oligosaccharide (Non-Digestible-Oligosaccharides, NDO) als auch in geringen Mengen um Proteine, Fette sowie Substanzen endogenen Ursprungs wie Enzyme, Muzine und Epithelzellen (RÉRAT 1978; JEROCH et al. 1999)

2.2.1.1. Nicht-Stärke-Polysaccharide

Nicht-Stärke-Polysaccharide sind Kohlenhydrate, die in Pflanzen vorkommen und nicht der Stärke zugeordnet werden. Die meisten NSP sind Bausteine von Zellwänden und werden näher als Zellulose, Hemizellulose und Pektine definiert. Da sie β -glycosidische Bindungen aufweisen, können sie von den endogenen Enzymen im Magen-Darm-Trakt nicht hydrolysiert werden (CUMMINGS u. ENGLYST 1987; LONGLAND et al. 1988; WENK 2001).

NSP bestehen vorwiegend aus Pentosen (Arabinose und Xylose), Hexosen

(Glucose, Mannose und Galactose), 6-Desoxyhexosen (Rhamnose und Fucose) sowie Hexuronsäuren (Galacturonsäure und Glucuronsäure; PLUSKE et al. 1999). Diese Bausteine können kovalent gebundene Nicht-Kohlenhydratbestandteile wie Methyl- und Acetylgruppen, Phenolsäuren, Proteine und Lignin enthalten (DE LANGE 2000). In den letzten Jahren hat es sich eingebürgert, die NSP zusätzlich in lösliche und unlösliche Fasern zu unterteilen. Die scheinbare mikrobielle Verdaulichkeit dieser Fasern kann zwischen 0 und 97 % variieren und ist vor allem von deren Quelle, dem Lignifizierungsgrad, der Wasserbindungsfähigkeit, dem Anteil an Siliciumoxid (SiO_2), der Bindungsart der einzelnen Moleküle, der Konzentration in der Ration und der Behandlungsmethode abhängig. Bei den Untersuchungen von BACH KNUDSEN u. CANIBE (1997) betrug die Verdaulichkeit unlöslicher NSP im Caecum und im Colon zwischen 46 % und 86 % und die der löslichen NSP mehr als 92 %. Außerdem konnte nachgewiesen werden, dass eine gewisse mikrobielle Spaltung der NSP (z.B. der β -Glucane) bereits im Dünndarm der Monogastrier stattfindet (GRAHAM et al. 1986; PLUSKE et al. 1999).

Die physikalisch-chemischen Eigenschaften der löslichen NSP zeigen nicht nur eine Auswirkung auf die mikrobielle Aktivität und Populationszusammensetzung sowie Fermentation im Dickdarm, sondern nehmen darüber hinaus Einfluss auf die Verdaulichkeit der Ration im Dünndarm. Zum einen wird die Produktion und die Aktivität sowohl der Verdauungsenzyme als auch bestimmter Hormone wie Glukagon oder Insulin beeinflusst (LOW 1989; GRAHAM u. ÅMAN 1991; EASTWOOD 1992). Zum anderen können lösliche NSP aufgrund ihrer hohen Wasserbindungskapazität die Viskosität der Darmdigesta erhöhen, was wiederum zu einer verlangsamten Dünndarmpassage führt (DEN HARTOG et al. 1988; POTKINS et al. 1991; EASTWOOD 1992; ROBERFROID 1993). Ein reduzierter Transport und die damit verbundene geringere Durchmischung des Chymus verhindern eine effiziente Enzym-Substrat-Interaktion. Zusätzlich kann die erhöhte Viskosität der Dünndarmdigesta die Absorptionsrate der Nährstoffe aus dem Lumen durch unterschiedliche Mechanismen senken. Als eine mögliche Ursache wird z.B. eine erschwerte Diffusion der Nährstoffe durch die starre visköse Digestaschicht zu der Schleimhautoberfläche diskutiert (EDWARDS et al. 1988).

Ferner wurde ein positiver Effekt auf die Morphologie des Darmes und die Zellproliferation beobachtet (JIN et al. 1994).

Die unlöslichen Fasern verkürzen die Transitzeit der Nahrung durch den Magen-

Darm-Trakt. Weiterhin erhöhen die unlöslichen Fasern aufgrund ihrer geringen Fermentierbarkeit die Kotmasse, indem sie die Wasserbindungskapazität im Dickdarm beeinflussen (BACH KNUDSEN u. HANSEN 1991a; ROBERFROID 1993).

2.2.1.1.1. Pektine

Zu einem wichtigen Vertreter der NSP-Gruppe gehören Pektine. Native Pektinstoffe stellen Zellwandbestandteile dar, die in der Primärwand und der Mittellamelle vorkommen. Sie sind für den Zusammenhalt der Zellen und damit für die Stabilität des Gewebes verantwortlich. Ein hoher Gehalt an Pektinen konnte vor allem in Obst und in Gemüse nachgewiesen werden. Einige Nebenprodukte der Lebensmittelindustrie, wie z.B. Rübenschnitzel, Apfeltrester oder Zitruschalen, gelten als reichhaltige Quellen, da die Pektine etwa 72-88 % der Faser Trockensubstanz dieser Pflanzen ausmachen (THIBAUT u. RALET 2001).

Pektine sind komplexe Polysaccharide, die sich in zwei Hauptgruppen unterteilen lassen:

- 1) Galacturonane: an dem linearen nur aus Galacturonsäure bestehenden Hauptgerüst können Rhamnose, Galactose, Xylose oder andere Zucker gebunden sein
- 2) Rhamnogalacturonane: das Gerüst setzt sich abwechselnd aus Galacturonsäure und L-Rhamnose zusammen und die Seitenketten werden von verschiedenen Oligo- und Polysacchariden gebildet (z.B. von Arabanen, Galactanen oder Arabinogalactanen; VORAGEN et al. 2001).

Bei den industriell gewonnen Pektinen sind die freien Carboxylgruppen der Galacturonsäure teilweise mit Methanol verestert. In Abhängigkeit von dem Methylierungsgrad werden sie in hochveresterte Pektine (HM; Veresterungsgrad: ~55-75 %) und niedrigveresterte Pektine (LM; Veresterungsgrad: ~20-45 %) eingeteilt. Der Grad der Veresterung bestimmt gleichzeitig ihre Löslichkeit und die Gelieereigenschaften. (THIBAUT u. RALET 2001). Ferner spielt der Veresterungsgrad der Pektine eine wesentliche Rolle für die Qualität der Dickdarmfermentation (DROCHNER et al. 1990).

Aufgrund der hydrophilen, polaren Gruppen der Zuckerreste weisen die Pektine eine sehr hohe Wasserbindungskapazität auf. *In vitro* wurde gezeigt, dass Pektine Flüssigkeitsmengen bis zum 20-fachen ihres Gewichts binden können (EASTWOOD 1973). Dieses Verhalten kann jedoch nicht uneingeschränkt auf die Reaktion *in vivo*

übertragen werden, da die Wasserbindungskapazität von Fasern auch vom pH-Wert und vom Elektrolytgehalt des umgebenden Milieus bestimmt wird (Low 1985; EASTWOOD et al. 1986). Die hohe Quellfähigkeit der Pektine führt zu einer Oberflächenvergrößerung der Fasern, wodurch den Bakterien eine größere Angriffsfläche für einen fermentativen Abbau geboten wird (NOBLET u. BACH KNUDSEN 1997). DROCHNER (1984) beobachtete eine vernachlässigbare praecaecale scheinbare Verdaulichkeit von isoliertem Apfelpektin. MILLARD u. CHESSON (1984) fanden dagegen heraus, dass etwa 50 % der Pektine im Raps bereits praecaecal verdaut werden. Außerdem gelang es CHESSON et al. (1985), zellulo- und pektinolytische Bakterien aus Ileumdigesta zu isolieren. Die Fermentierbarkeit der Pektine im Dickdarm liegt bei etwa 90 % (DROCHNER 1984; JENTSCH et al. 1990; ROTH-MAIER et al. 1993).

2.2.1.1.2. Resistente Stärke

Stärke ist aus Glucosemolekülen aufgebaut, die durch α -glykosidische Bindungen miteinander verknüpft sind. Je nach Form und Grad der Verknüpfungen unterscheidet man zwei Fraktionen:

- 1) Die Amylose, die aus etwa 100-1000 Glukoseeinheiten ohne Verzweigungen aufgebaut ist.
- 2) Das Amylopektin -eine stark verzweigte Glukosekette-, das durch 1,6-Bindungen zwischen den Glukosemolekülen entsteht (KOLB 1971).

Stärke wird durch endogene Speichel- und Pankreasenzyme, die α -Amylasen, abgebaut. Ein geringer unabgebauter Rest kann jedoch den Dickdarm erreichen. Die Stärke und Stärkeabbauprodukte, die nicht im Dünndarm absorbiert werden, werden als Resistente-Stärke (RS) bezeichnet (ENGLYST u. CUMMINGS 1990; ASP 1992). Dabei kann es für einen unvollständigen Abbau bzw. für eine unvollständige Absorption der Moleküle während der Dünndarmpassage vielfältige Gründe geben. ENGLYS u. CUMMINGS (1987) unterteilten die RS in drei Hauptgruppen:

- 1) Native Stärke, die aus physikalischen Gründen den endogenen Enzymen nicht zugänglich ist (z. B. in Getreidesamen und Leguminosenkörnern).
- 2) Native granuläre Stärke, die partiell kristallin ist (z.B. in rohen Kartoffeln und Bananen).
- 3) Denaturierte Stärke, die entsteht, wenn zuvor erhitzte Stärke gekühlt oder getrocknet wird (z. B. im Brot und Cornflakes).

Als MARTIN et al. (1998) unterschiedliche Formen der RS an Schweine verfütterten, ermittelten sie eine scheinbare Verdaulichkeit im Dünndarm zwischen 44 % und 81 % in Abhängigkeit von der Herkunft. Im Kot wurde keine Stärke mehr nachgewiesen. Denaturierte Kartoffelstärke fördert besonders das Wachstum bestimmter azidogener Bakterien wie *Bifidobakterien* und *Laktobazillen* (KLEESSEN et al. 1997).

2.2.1.1.3. Oligosaccharide

Oligosaccharide sind Kohlenhydrate aus 2-10 monomeren Zuckerbausteinen, die aus unterschiedlichen oder gleichen Zuckereinheiten bestehen. Außerdem können sie verschiedene Bindungsarten sowie lineare oder verzweigte Strukturen aufweisen. Eine Bindung an „Nicht-Kohlenhydrate“ ist ebenfalls möglich.

Oligosaccharide kommen entweder als natürliche Bestandteile in Pflanzen und Mikroorganismenzellwänden vor oder werden teils sogar industriell hergestellt (MUL u. PURRY 1994).

Zu den wichtigsten Vertretern der Oligosaccharidgruppe gehören:

Fructooligosaccharide (FOS): β -D-(2-1)-verknüpfte Fructosyleinheiten, wobei einige β -D-(2-6)-gebundene Seitenketten enthalten sein können. Setzt sich die Kette aus mehr als 9 Einheiten zusammen, werden diese Polysaccharide als Inuline bezeichnet. Fructooligosaccharide bzw. Inuline sind Reservekohlenhydrate, die hauptsächlich in Artischocken, in Knollen des Topinamburs, in Zichorien und im Getreide vorkommen. Zusätzlich werden FOS industriell entweder durch enzymatische Spaltung der Inuline oder durch Synthese aus Saccharose gewonnenen (MEYER u. TUNGLAND 2001; BORNET 2001).

Ferner sind zu erwähnen:

Xylo-Oligosaccharide: Ketten aus 2-7 β -D-(1-4)-gebundenen Xyloseeinheiten, die industriell durch enzymatische Spaltung von Xylanpolymeren, die z.B. in Maiskolben vorkommen, produziert werden.

Transgalactooligosaccharide (TOS): β -(1-6)-gebundene Galactosyleinheiten mit einer α -(1-4)-verknüpften Endglucose. Sie werden durch Transgalactosidation aus Lactose hergestellt (MEYER u. TUNGLAND 2001).

Raffinose: ein Trisaccharid, das sich aus α -Galactopyranose, α -D-(1-6) Glucopyranose und β -D-(1-2) Fructofuranosyl zusammensetzt und vor allem in Zuckerrüben, Melasse und Sojabohnen vorkommt (KOLB 1971).

Die meisten Oligosaccharide sind so beschaffen, dass sie nicht von endogenen Enzymen angegriffen werden (MUL u. PERRY 1994) und dadurch den Dickdarmbakterien als Substrat zu Verfügung stehen. GIBSON u. ROBERFROID (1995) bezeichnen Oligosaccharide als Praebiotika und definierten diese näher als nicht verdauliche Futterkomponenten, die sich positiv auf den Wirt auswirken, indem sie selektiv das Wachstum und/oder die Aktivität einer oder einer limitierten Anzahl an Bakteriengruppe/n im Dickdarm fördern. Die Zusammensetzung der colonalen Mikroflora wird dabei, z.B. durch Senkung des pH-Wertes, zugunsten der gesundheitsfördernden Bakterien, v.a. der *Laktobazillen* und der *Bifidobakterien*, verschoben (ROBERFROID 1998).

HOUDIJK (1998) zeigte, dass 30 % der TOS und sogar 90 % der FOS praecaecal verdaut werden. Anschließend erfolgt eine vollständige Fermentation dieser Oligosaccharide im Dickdarm.

Da die meisten Oligosaccharide in Wasser und physiologischen Flüssigkeiten löslich sind, weisen sie ähnliche physiologische Eigenschaften wie die löslichen NSP auf.

2.2.1.1.4. Mannanoligosaccharide

Mannanoligosaccharide (MOS) sind komplexe Kohlenhydrate, die unter anderem aus Zellwänden von Hefen (*Saccharomyces cerevisiae*) gewonnen werden. Die Hefezellwände bestehen hauptsächlich aus Proteinen, Homopolysacchariden, die sich aus Glucose, Mannose und N-Acetylglucosaminen zusammensetzen, sowie zu einem geringen Anteil aus Chitin. Die Glucane sind vor allem durch β -(1-3)-Bindungen und an den Seiten teilweise durch β -(1-6)-Bindungen verknüpft. Die Mannane, die sich an der Oberfläche der Hefepilze befinden, stellen eine Verbindung zu den Proteinen her und können dabei entweder kurze Ketten aus 15-17 Einheiten oder lange Ketten aus 100-200 Einheiten bilden (CABIB u. ROBERTS 1982).

Mannanoligosaccharide werden in der Tierfutterindustrie als Additive verwendet, da sie sich durch Bindung pathogener Mikroorganismen wie *Salmonellen* und durch Modulation des spezifischen sowie des unspezifischen Immunsystems positiv auf die Tiergesundheit und -leistung auswirken (SPRING 1996; PARKS et al. 2001; SWANSON et al. 2002). Viele krankmachende Bakterien, die Typ-1-Fimbrien besitzen, binden an die Mannose des Mannanoligosaccharids, wodurch ein Anheften dieser Bakterien an die Rezeptoren der Darmschleimhaut, die ebenfalls Mannose enthalten, verhindert

wird (SPRING 1996). In den Untersuchungen von SWANSON et al. (2002) scheinen die MOS außerdem die Gesamtkonzentration aerober Bakterien im Kot zu senken und die der Lactobacillen zu fördern.

5.2.2. Flüchtige Fettsäuren (FFS)

2.2.2.1. Bildung flüchtiger Fettsäuren

Bei der mikrobiellen Fermentation von Kohlenhydraten im Dickdarm entstehen im Wesentlichen die flüchtigen Fettsäuren Acetat, Propionat und Butyrat (BUGAUT u. BENTÉJAC 1993). Sie bilden je nach Spezies den Hauptanteil an organischen Fettsäuren im Caecum und im Colon, wo rund 90 % der organischen Säuren des Magen-Darm-Traktes enthalten sind (IMOTO u. NAMIOKA 1978). Neben den flüchtigen Fettsäuren werden bei den Fermentationsvorgängen unter anderem Laktat, Gase wie Methan, Wasserstoff und Kohlendioxid sowie Fermentationswärme gebildet (EWING u. COLE 1994).

Da die Substratmenge und somit das Energieangebot für die mikrobielle Aktivität im Caecum und im proximalen Dickdarmabschnitt am höchsten sind, steigt die Konzentration flüchtiger Fettsäuren im Caecum und im proximalen Colon steil an, um anschließend bis zum Rektum abzufallen. Das Caecum hat dabei einen Anteil von 15.8-19.0 % an der Gesamtproduktion der flüchtigen Fettsäuren im Darm (IMOTO u. NAMIOKA 1978). STUKE (2003) ermittelte bei Absetzferkeln ähnliche Konzentration an flüchtigen Fettsäuren sowohl im Caecalchymus mit 197 mmol/kg uS als auch im Colon ascendes mit 173 mmol/kg uS. HOLTUNG et al. (1992) geben Konzentrationen von 180 mmol/l im proximalen und 108 mmol/l im distalen Abschnitt an. Abgesehen von dem Abfall der Konzentration im terminalen Colon wurden nur geringe Unterschiede innerhalb des Dickdarmes festgestellt. Die Konzentrationen, die von BACH KNUDSEN et al. (1991b) im Blinddarm gemessen wurden, liegen in einer Größenordnung von 100 mmol/l bis 140 mmol/l und fallen im distalen Colon auf 40 bis 80 mmol/l. Die durchschnittlichen Anteile von Essig-, Propion- und Buttersäure im Fettsäurenmuster liegen bei 65:25:10 (BREVES u. STÜCK 1995). Eine Verschiebung des Fettsäurenmusters innerhalb der Dickdarmsegmente ermittelten BACH KNUDSEN et al. (1991b). Es kommt zu einer Erweiterung des Acetat-Propionat-Verhältnisses von proximal nach distal. ARGENZIO u. SOUTHWORTH (1974) sowie IMOTO u. NAMIOKA

(1978) zeigen dagegen konstante Verhältnisse der flüchtigen Fettsäuren innerhalb des gesamten Dickdarms.

Da Fermentationsvorgänge und damit deren Endprodukte stark von der Zusammensetzung der Mikrobenpopulation sowie von der Herkunft und der Menge der im Dickdarm verdaulichen Fasern abhängig sind (FRIEND et al. 1963; STANOGLIAS u. PEARCE 1985a; BERGMAN 1990; EWING u. COLE 1994), werden in der Literatur unterschiedliche Angaben hinsichtlich der Konzentrationen der flüchtigen Fettsäuren und deren prozentualen Verhältnisse gemacht. Ferner nehmen die ausgeprägten postprandialen Konzentrationsschwankungen im Darmtrakt Einfluss auf die FFS-Verhältnisse (ARGENZIO u. SOUTHWORTH 1974; DROCHNER 1984).

Trockenschnitzel, mit einem hohen Anteil an leicht fermentierbarem Pektin, führen sowohl im Caecum als auch im Rektum zu einem nicht unbedeutenden Anstieg der FFS-Gesamtkonzentration (BOLDUAN et al. 1991; CANH et al. 1998). HOUDIJK (1998) beobachtete eine Erhöhung der FFS-Konzentration in proximalem Dickdarm bei Zulage von Transgalactooligosacchariden. Weiterhin lassen viele Untersuchungen erkennen, dass bei rohfaserreichen Rationen, z.B. bei Zellulose- oder Pektinzulagen, der Acetatanteil ansteigt und der Propionatanteil zurückgeht (FRIEND et al. 1963; KENNELLY et al. 1981; AHRENS u. KAUFMANN 1985; KAMPHUES 1987). Bei der Stärke- und Zuckervergärung erhöhen sich dagegen die Propionat- und Butyratanteile (AHRENS u. KAUFMANN 1985; KAMPHUES 1987; JAKOBASCH et al. 1997; MARTIN et al. 1998). Ein Butyratanstieg in den Darmdigesta wurde ebenfalls nach Verfütterung von Haferkleie festgestellt (BACH KNUDSEN et al. 1991b).

Obwohl Kohlenhydrate die wichtigste Energiequelle für die intestinalen Mikroorganismen darstellen, finden gleichzeitig in gesamtem Dickdarm auch proteolytische Aktivitäten statt. Neben Acetat, Propionat und Butyrat entstehen dabei zusätzlich verzweigte flüchtige Fettsäuren wie iso-Butyrat und iso-Valeriat, Ammoniak sowie toxische Substanzen wie Phenole, Indole und Skatol (MACFARLANE et al. 1986; EWING u. COLE 1994). Im Caecum und in proximalem Colon kommen die verzweigten flüchtigen Fettsäuren nur in sehr geringen Konzentrationen vor, während ihre Konzentration in den distalen Dickdarmsegmenten, wo fermentierbare Kohlenhydrate fast vollständig abgebaut sind und stattdessen vermehrt Proteine als Energiequelle genutzt werden, stark ansteigt (MACFARLANE et al. 1986). MACFARLANE et al. (1992) ermittelten, dass in proximalem Dickdarm 17 % und in den distalen

Abschnitten sogar 38 % des Acetats, Propionats und Butyrats aus dem Proteinabbau durch Bakterien stammen.

2.2.2.2. Absorption flüchtiger Fettsäuren

Die flüchtigen Fettsäuren werden sehr schnell aus dem Dickdarm durch die Zellmembran der Darmschleimhaut absorbiert (STEVENS 1978; ARGENZIO u. WHIPP 1979), wobei die Absorptionsgeschwindigkeit der einzelnen flüchtigen Fettsäuren in Reihenfolge Acetat > Propionat > Butyrat verläuft und von der Rationszusammensetzung unabhängig ist (LY 1974). Ferner scheint die Absorptionskapazität des Dickdarms für die flüchtigen Fettsäuren sehr hoch zu sein. Nach intracaecaler Infusion hoher Mengen an flüchtigen Fettsäuren (bis zu 2,8 mmol/kg KM und h; DROCHNER 1987) wurde keine oder nur eine mäßig vermehrte faecale Ausscheidung dieser Säuren beobachtet (ROTH et al. 1988; GÄDEKEN et al. 1989). Insgesamt werden 95 % der im Colon produzierten FFS im Verlauf des Digestattransportes im Dickdarm aus dem Lumen absorbiert (CUMMINGS u. MACFARLANE 1991).

Flüchtige Fettsäuren sind schwache Säuren mit einem pKs-Wert von durchschnittlich 4,8 (LEHNINGER et al. 1994) und liegen bei einem physiologischen pH-Wert von 6-7 im Dickdarm bis zu 90 % in ionisierter Form vor. Die flüchtigen Fettsäuren bilden damit den größten Anteil an Anionen in der wässrigen Phase des Dickdarminhalts (ARGENZIO u. SOUTHWORTH 1974; ENGELHARDT et al. 1989).

Da sich aufgrund dessen die Absorption der organischen Säuren nicht mit einer einfachen Nicht-Ionen-Diffusion erklären lässt, wurden in zahlreichen Studien Versuche unternommen, eventuelle Mechanismen der FFS-Absorption darzustellen. Die Untersuchungen möglicher Absorptionsmechanismen wurden in der Regel auf drei unterschiedliche Arten durchgeführt: *in vitro* an isolierten Epithelpräparaten (RÖNNAU et al. 1989; ENGELHARDT u. RECHKEMMER 1992) und an isolierten Membranvesikeln (HARIG et al 1996; RITZHAUPT et al. 1998) sowie *in vivo* mit Darmperfusionen (RUPPIN et al. 1980; RECHKEMMER u. ENGELHARDT 1988).

Einige Untersuchungen an Menschen und Meerschweinchen (RUPPIN et al. 1980; RECHKEMMER u. ENGELHARDT 1988) zeigten, dass der FFS-Transportprozess ungesättigt sein muss, da die Absorptionsrate mit steigender FFS-Konzentration linear zunahm. Weiterhin wurde auf eine pH-Wert abhängige Aufnahme der flüchtigen Fettsäuren durch die Schleimhaut hingewiesen. Liegen die flüchtigen

Fettsäuren in undissoziierter Form vor, sind sie fettlöslich und können dadurch besser durch biologische Membranen diffundieren. Eine Senkung des luminalen pH-Wertes führte bei BUGAUT (1987) zu einer erhöhten FFS-Absorption. Eine pH-Wert unabhängige FFS-Absorption ermittelten dagegen RECHKEMMER et al. (1986). Sie konnten ein konstantes pH-Mikroklima an der Schleimhautoberfläche, das von den luminalen pH-Wertveränderungen nicht beeinflusst wird, nachweisen. Mehrere Autoren diskutieren eine von der Kettenlänge der flüchtigen Fettsäuren und damit von der Fettlöslichkeit abhängige Absorptionsrate. VERNAY (1986) und SAUNDERS (1991) verzeichneten eine gesteigerte FFS-Absorption mit steigender Kettenlänge, während RUPPIN et al. (1980) und ARGENZIO u. LEBO (1980) keine Beziehung zwischen den beiden Faktoren feststellen konnten. Einige weitere Erklärungsversuche basieren auf einem Proton-Antiportsystem, einem Ionenaustauscher, der Protonen in unterschiedliche Richtung durch eine Membran, ohne dabei das elektrische Potenzial zu verändern, befördert (LEHNINGER et al. 1994). Es liefert den FFS-Anionen H^+ -Ionen, um eine Nicht-Ionen-Diffusion zu ermöglichen. Dabei können H^+ -Ionen durch einen Na^+-H^+ -Austausch oder durch eine K^+-H^+ -ATPase gewonnen werden (ENGELHARDT et al. 1993). Ein erhöhter Na^+ - und K^+ -Transport aus dem Lumen in der Gegenwart von flüchtigen Fettsäuren wurde vielfach gezeigt (ARGENZIO u. WHIPP 1979; RUPPIN et al. 1980; ROEDIGER u. MOORE 1981; KAMPHUES 1987). Da ein Zusammenhang zwischen der FFS-Absorption aus dem Darm und der gleichzeitigen Hydrogenkarbonat-Anreicherung im Lumen beobachtet wurde, geht man ebenfalls von einem Austausch dieser Anionen aus (ARGENZIO et al. 1977; ARGENZIO u. WHIPP 1979; HARIG et al. 1990).

2.2.2.3. Metabolismus flüchtiger Fettsäuren und deren Auswirkung auf den Organismus

Nach der Absorption werden die flüchtigen Fettsäuren im Organismus verstoffwechselt und können beim Schwein bis zu 30 % des Energieerhaltungsbedarfs decken (IMOTO u. NAMIOKA 1978; KENNELLY et al. 1981; LOW 1985; YEN et al. 1991).

Darüber hinaus üben die flüchtigen Fettsäuren eine stimulierende Wirkung auf die epitheliale Darmzellproliferation aus (SAKATA 1987; KRIPKE et al. 1989) und unterstützen damit die Erhaltung einer gesunden Darmschleimhaut. Außerdem konnte eine gesteigerte Na-Resorption und dadurch eine erhöhte Wasseraufnahme

aus dem Darmlumen durch die flüchtigen Fettsäuren gezeigt werden (ARGENZIO 1981; ROEDIGER u. MOORE 1981).

Acetat wird nach der Aufnahme aus dem Darmlumen in die Blutbahn geschleust, gelangt in die Leber und von dort in die extrahepatischen Gewebe. Es wird dort oxidiert und liefert einen Großteil der Energie, die zum Beispiel von Fett- oder Muskelgewebe benötigt wird (LEHNINGER et al. 1994; BERGMAN 1990; SALMINEN et al. 1998).

Die Propionatmetabolisierung findet überwiegend in der Leber statt, wo die Propionsäure zur Synthese von Glucose verwendet wird (BERGMAN 1990; RÉMÉSY et al. 1995). Ferner scheint Propionat den Cholesterinspiegel im Blut zu senken, wie es Versuche an Ratten und Schweinen nach Supplementierung der Ration mit Propionat zeigen (BOILA et al. 1981; CHEN et al. 1984).

Butyrat wird hingegen als bevorzugte Energiequelle der Darmepithelzellen zum größten Teil bereits in den Colonozyten zu CO₂ und Ketokörpern metabolisiert (DARCY-VRILLON 1993; BREVES 1992). In den letzten Jahren wird verstärkt über eine krebopräventive Eigenschaft des Butyrats diskutiert. Es soll in die Regulation des Zellzyklus eingreifen, wobei *in vitro* die Proliferation normaler Epithelzellen erhöht und die von Karzinomzelllinien gehemmt wird (JACOBASCH et al. 1997). HAGUE et al. (1995) ermittelten, dass Butyrat eine forcierte Apoptose der Darmmucosazellen bedingt und damit ein unkontrolliertes Zellwachstum verhindert.

2.3. Methoden zur Bewertung von Fermentationsvorgängen beim Schwein

Die *in vitro*-Methoden, die der Erfassung der mikrobiellen Fermentationsvorgänge sowohl im Pansen als auch im Dickdarm dienen, versuchen die *in vivo* vorhandenen Lebensbedingungen der Mikroben nachzuahmen. Eine Inkubation sollte bei einer konstanten Temperatur von 39° C unter Sauerstoffausschluss, d.h. bei reduzierenden Bedingungen, stattfinden. Mengen- und Spurenelemente werden den Inkubationsmedien zugesetzt, um eine optimale Versorgung der Flora zu gewährleisten. Die im Verlauf der Fermentation gebildeten flüchtigen Fettsäuren müssen von einer Pufferlösung abgepuffert werden, um einen für die Mikroorganismen günstigen pH-Wert aufrechtzuerhalten. Außerdem sollte eine

kontinuierliche Durchmischung des Inkubationsmediums ermöglicht werden (EWART 1974; CZERKAWSKI 1976, 1986).

HENDERICKX u. GIESECKE (1973) teilen die für die Untersuchungen der Pansenphysiologie eingesetzten *in vitro*-Methoden in folgende Kategorien ein:

- geschlossene Systeme:

Die zu untersuchenden Futtermittel bzw. Substrate werden mit den Pansenmikroben und einer Mineralsalz-Pufferlösung in einem geschlossenen Gefäß inkubiert. Da aus diesem System Metaboliten weder zu- noch abgeführt werden können, kann ein physiologischer Zustand nur über eine kurze Zeit aufrechterhalten werden.

Anhand der Fermentationsendprodukte wie Gase, Säuren und Ammoniak, die in dem System verbleiben, lassen sich sowohl die Umsetzungen der Substrate als auch die Aktivität der Flora beurteilen.

- semipermeable Systeme:

Eine Akkumulation der Fermentationsprodukte wird in diesem System vermieden. Die Inkubation der Pansenflora mit einem Substrat findet in einem semipermeablen Sack (Dialyseschlauch) statt, der von einer Mineralsalz-Pufferlösung umspült wird, wodurch die Endprodukte durch die Poren in die umgebende Pufferlösung gelangen. Wird diese Lösung kontinuierlich erneuert, kann die Absorption durch das Pansen- bzw. Darmepithel simuliert werden. Da der Dialyseschlauch von den cellulolytischen Bakterien aufgelöst werden kann, sind die Versuche auf 1-3 Tage begrenzt.

- offene Systeme:

Das Substrat und die Mineralsalz-Pufferlösung werden kontinuierlich und periodisch dem offenen System zugeführt und die Fermentationsprodukte entsprechend abgeführt. Die für die Mikroorganismenpopulation notwendigen Umweltbedingungen können auf diese Art und Weise über mehrere Wochen aufrechterhalten werden.

Die *in vitro*-Systeme, die zur Untersuchung der mikrobiellen Fermentationsvorgänge im Dickdarm von Schweinen dienen, wurden vor allem von den Methoden, die für das Studium der Pansenphysiologie entwickelt worden waren, abgeleitet.

IMOTO u. NAMIOKA (1978) verwendeten das geschlossene System von STEWART et al. (1958), um FFS-Produktionsraten im Dickdarm der Schweine bestimmen zu können.

Es wurden aus unterschiedlichen Dickdarmbereichen Digestaprobe entnommen, in jeweils drei gleiche Teile unterteilt, anschließend kurzzeitig mit CO₂ begast und in

geschlossenen Gefäßen in einem Wasserbad bei 39° C unterschiedlich lang (0, 30 und 60 min.) inkubiert. Am Ende erfolgte eine Analyse der FFS-Konzentrationen in den Gefäßen. Die Produktionsrate der flüchtigen Fettsäuren *in vivo* zum Zeitpunkt der Entnahme wurde regressiv aus dem Anstieg der FFS-Konzentrationen während der drei Inkubationszeiten berechnet, mit dem Volumen des Darmsegmentes multipliziert und auf 24 h hochgerechnet.

Die Colonsimulationstechnik (COSITEC) von DREYER (1990), ein semipermeables System, basiert auf der Rumen Simulation Technique (RUSITEC), die von CZERKAWSKI U. BRECKENRIDGE (1977) entwickelt wurde.

Die Anlage besteht aus mehreren Inkubationsgefäßen, die wiederum perforierte Innengefäße mit zwei Nylonbeuteln, die mit Testsubstraten gefüllt sind, enthalten. Als Substrat wurde hier u.a. gefriergetrockneter Caecumchymus, der fistulierten Schweinen zuvor entnommen und von der flüssigen Phase getrennt wurde, verwendet. Die flüssige Phase diente als Inokulum in den Inkubationsgefäßen. Während der mehrtägigen anaeroben Inkubation wurde das System konstant auf 39° C erwärmt, durch Hubbewegungen ständig durchmischt und von einer Pufferlösung umspült. Die dabei entstehenden flüssigen und gasförmigen Fermentationsprodukte als auch die Pufferlösung wurden kontinuierlich in Überlaufflaschen und Gasbeuteln gesammelt und anschließend qualitativ und quantitativ bestimmt.

Die Auswirkungen des Flüssigkeitsturnovers, der Partikelverweilzeit als auch die Zusammensetzung der Pufferlösung auf den Fermentationsverlauf wurden mitberücksichtigt.

AHRENS et al. (1991) und AIPLE (1993) modifizierten den Hohenheimer Futterwerttest (HFT), ein geschlossenes *in vitro*-System nach MENKE et al. (1979), um Dickdarmfermentationsvorgänge mit einem Caecum- bzw. Kotinokulum zu simulieren.

AHRENS et al. (1991) führten die *in vitro*-Untersuchungen in 75 ml fassenden kalibrierten und gasdicht verschlossenen Kolben durch. Als Substrat diente abzentrifugierter und gefriergetrockneter Caecuminhalt, der als Sammelprobe den caecumfistulierten Schweinen über mehrere Tage entnommen wurde. Das Substrat wurde zusammen mit dem Inokulum, dem frisch zentrifugierten Caecumwasser, das

ebenfalls als Sammelprobe von mehreren Tieren gepoolt wurde, und mit einem Puffer in die Kolben verbracht. Das Puffer - Inokulum - Verhältnis betrug 1:1.

AIPLE (1993) untersuchte, ob Kot anstelle von Pansensaft in dem Hohenheimer Futterwerttest verwendet werden kann. Dabei orientierten sich seine Versuchsbedingungen weitgehend an der Originalmethode. Seine Modifikation bestand darin, dass der Kot als Sammelprobe von mehreren Tieren zusammen mit einem Teil der Puffer- und Reduktionslösung unter ständiger CO₂-Zufuhr in einem Küchenmixer gemixt wurde, um ein homogenes Gemisch zu erhalten. Anschließend erfolgte eine Rückfiltration dieses Gemisches durch ein feinmaschiges Polyestertuch zum restlichen Medium. Unter ständigem Rühren wurden je 30 ml des Gemisches in die Kolbenprober, die das zu untersuchende Testsubstrat enthielten, abgefüllt.

Bei diesen Modifikationen fanden die Inkubationen bei 39° C statt, und im Überstand jedes einzelnen Kolbens wurden anschließend pH-Wert, Ammonium und flüchtige Fettsäuren bestimmt.

BAUER (2002) orientierte sich bei ihren Untersuchungen von Fermentationsprodukten, Gasbildung, flüchtigen Fettsäuren sowie Ammoniak, und Fermentationskinetik im Dickdarm von Schweinen an der von THEODOROU et al. (1994) vorgestellten und von DAVIES et al. (1995) modifizierten kumulativen Gasproduktionsmethode.

Die *in vitro*-Fermentationen fanden im sogenannten APES, Automatic Pressure Evaluation System, statt. Dieses besteht aus einem Inkubationsschrank, der die Temperatur von 39° C aufrechterhält, und 50 gasdichten Inkubationsflaschen. Eine bestimmte Menge an Testsubstrat wurde in die Inkubationsflaschen abgefüllt und mit einem anaeroben Medium versetzt. Die Inkubationsflaschen wurden über einen Druckmesser und ein Ventil mit einem PC verbunden, damit eine kontinuierliche Überwachung möglich war. Nachdem das faecale Inokulum in die Inkubationsflaschen gegeben worden war, wurde der Anfangsdruck gemessen. Sobald der Drucksensor während der Fermentation einen bestimmten Druck registrierte, öffneten sich die Ventile und das angesammelte Gas wurde frei. Im Verlauf einer 144-stündigen Fermentation wurden sowohl die Anzahl der Ventilöffnungen als auch die Zeitspanne zwischen diesen für jede einzelne Flasche getrennt aufgezeichnet. Nach Abschluss der Fermentation erfolgte eine Bestimmung der flüchtigen Fettsäuren, der Substratverdaulichkeit und der pH-Werte.

3. MATERIAL und METHODEN

Der gesamte Versuchsablauf gliedert sich in 3 Hauptabschnitte:

- 1) Vergleich von Caecumchymus und Kot als Inokula im modifizierten Hohenheimer Futterwerttest (HFT) unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsbedingungen
- 2) *In vitro*-Inkubation verschiedener Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum
- 3) Untersuchung ausgewählter Fermentationsparameter *in vivo* und *in vitro* in Abhängigkeit von der Fütterung der Tiere

3.1. Vergleich von Caecumchymus und Kot als Inokula im modifizierten Hohenheimer Futterwerttest (HFT) unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsbedingungen

In dem ersten Abschnitt der Versuche sollte zunächst geklärt werden, ob die *in vitro*-Fermentation verschiedener Substrate, die sich in ihrer chemischen Zusammensetzung unterscheiden, in gleicher Weise nach Zugabe von Chymus oder Kot als Inokula abläuft.

Hierzu wurden die Nettogasbildung als auch die Konzentration und das Muster der flüchtigen Fettsäuren in Abhängigkeit von folgenden Inkubationsbedingungen bestimmt:

- Inkubationsdauer
- Substrateinwaagemenge
- Verdünnungsgrad des Inokulums.

3.1.1. Tiere und Haltung

Für die Untersuchung standen sechs Kastrate der Deutschen Landrasse, die aus der Versuchsstation „Unterer Lindenhof“ der Universität Hohenheim stammten, zur Verfügung. Die Tiere waren mit einer Caecumfistel versehen. Während der gesamten Versuchsphase wurden die Schweine einstreulos in Einzelbuchten mit Sichtkontakt gehalten.

Zu Beginn der Versuche wogen die Tiere durchschnittlich 64,13 kg und am Ende lag die mittlere Körpermasse bei 108,80 kg.

3.1.2. Futter und Fütterung der Spendertiere

In allen Versuchen wurde ein im Institut für Tierernährung der Universität Hohenheim gemischtes Futter eingesetzt.

Die Ration der Tiere setzte sich zusammen aus 68 % Gerste, 18 % Sojaextraktionsschrot, 3 % Mineralfutter* und 11 % Stroh (Häcksellänge: 5 mm).

Durch den hohen Gehalt an Stroh in der Ration sollte einerseits ein ausreichender Chymusfluss im dorsalen Caecum innerhalb kürzester Zeit gewährleistet werden, andererseits sollte damit gleichzeitig ein zu schnelles Verfetten der Tiere im Verlauf der Versuchsdurchführung vermieden werden. Da bei wachsenden Schweinen die Verdaulichkeit der Rohfaser im unbehandelten Stroh ca. 3 % beträgt (FERNÁNDEZ et al. 1986), ist davon auszugehen, dass diese Rohfaserquelle nur einen begrenzten Einfluss auf die Fermentation nimmt. Zudem wurden alle Vergleiche bei der Versuchsdurchführung mit den gleichen Anteilen an Stroh in den Rationen durchgeführt.

Die Fütterung erfolgte zweimal täglich und richtete sich nach dem Erhaltungsbedarf der Tiere, der bei 0,44 MJ ME pro kg $W^{0,75}$ (MENKE u. HUSS 1975) liegt. Die Tiere wurden einmal in der Woche nüchtern gewogen, um die Rationsmenge dem Wachstum der Schweine anzugleichen. Das Wasser stand zur freien Verfügung.

Der Gehalt der Rohnährstoffe der eingesetzten Ration wurde aus den Einzelkomponenten errechnet (DLG Futterwerttabelle für Schweine, 1992; DLG Futterwerttabelle für Wiederkäuer, 1991).

Tabelle 1: Gehalte der Futtermischung an Rohnährstoffen (ohne Mineralfutter, in % d. TS)

TS	XA	XL	XP (i. d.	XF TS%)	NfE	Stärke
85,0	3,5	2,0	16,7	8,1	55,1	37,2

*Mineralfutter 12 S der Firma Raiffeisen Kraftfutterwerke Süd GmbH:

Inhaltsstoffe: 24,0% Calcium, 6,0% Phosphor, 5,0% Natrium und 1,0% Magnesium.

Zusatzstoffe je kg Ration (LTS): 18.000 I.E. Vit. A; 1.800 I.E. Vit. D3; 60 mg Vit. E.; 1,05 mg Vit. K3; 1,05 mg Vit B1; 3,75 mg Vit. B2; 2,25 mg Vit. B6; 30 mg Vit. B12; 18 mg Nikotinsäure, 9 mg Pantothenensäure; 3 mg Folsäure; 75 mg Betain; 150 mg Eisen; 150 mg Zink; 60 mg Mangan; 30 mg Kupfer; 1,8 mg Jod; 0,39 mg Selen

3.1.3. Caecumfistulierung

Für die Herstellung der Caecumfisteln wurde flüssiger Kunststoff (Techniplast Plastisol, CA-1098 clear plastisol) der Firma F.H. u. Sons Manufacturing LTD, Ontario (Kanada) verwendet.

Die Caecumfistulierung wurde nach HAZEM u. DROCHNER (1975) ausgeführt.

Die Narkose wurde mit Narketan° (0,15 mg/kg KG i.m., Chassot, 88212 Ravensburg) und Stresnil° (0,05 mg/kg KG i.m.; Janssen, Pharmaceutica, Beerse, Belgien) eingeleitet. Die Aufrechterhaltung der Narkose erfolgte mit Isofluran (als Inhalationsnarkose) über eine Maske.

Das Operationsfeld wurde im Bereich der linken Flanke vorbereitet. Die Eröffnung der Bauchhöhle erfolgte durch einen dorsoventralen, 5 cm langen Schnitt caudal der letzten Rippe. Das Caecum wurde vorverlagert, und eine Tabaksbeutelnaht vom Durchmesser des Tubus wurde am Übergang vom 2. zum 3. Blinddarmdrittel angelegt. Anschließend wurde das Caecum durch einen Schnitt im Zentrum des von der Naht umschlossenen Gebietes eröffnet. Der Tubus wurde unter leichter Drehung des runden Fußes eingeführt und der Faden der Tabaksbeutelnaht so zusammengezogen, dass die Darmserosa dem Tubus fest anlag. Um eine sichere Verankerung zu erreichen, wurde zusätzlich eine zweite Tabaksbeutelnaht, ca. 2 mm von der ersten entfernt, angelegt. Verunreinigungen der Bauchhöhle und der Schnittwunde durch ausgetretenen Caecuminhalt wurden durch entsprechende sterile Abdeckung der Umgebung vermieden. Der Tubus wurde verschlossen und der Darm in seine normale anatomische Lage reponiert. Die daraus resultierende Lage des Tubus bestimmte die Perforationsstelle der Bauchwand. Dabei wurde die Haut ca. 5 cm dorsal des ersten Hautschnitts zwischen der letzten und vorletzten Rippe eröffnet und eine Kanüle mittels einer Klemme nach außen geführt. Um feste Verklebungen des Peritoneums mit der Darmserosa um dem Tubusfuß zu erreichen, wurde außen ein PVC-Ring über den Tubus geschoben und mit einer Metallschlauchschele so befestigt, dass ein enger Kontakt mit der Haut und dadurch zwischen dem Bauchfell und der Darmserosa bestand. Am Ende wurde der Tubus mit einem Stopfen luftdicht verschlossen.

Der Verschluss der Bauchhöhle erfolgte durch eine Dreietagennaht (Kürschnernaht des Peritoneums, Sultansche Diagonalnaht der Muskulatur und vertikal rückläufige Hautnaht nach Donati).

Als Infektionsprophylaxe wurden 10 mg/kg KG Amoxicillin i.m. verabreicht.

3.1.4. Inkubierte Substrate

Es wurden drei Substrate mit unterschiedlicher Nährstoffzusammensetzung ausgesucht, um das Verfahren mit einer möglichst breiten Variation der Substrate zu prüfen. Heu diente als rohfaserreiche Komponente. Haferkleie stellte hingegen eine Mischung aus Rohprotein, Rohfett und Rohfaser dar, während Gelatine als reines Protein eingesetzt wurde.

Die inkubierten Futtermittel wurden mit Hilfe der Weender-Methode (NAUMANN et al. 1976) analysiert. Die Bestimmung der Gerüstsubstanzen erfolgte mit der Detergenzienmethode nach GOERING u. VAN SOEST (1970).

Tabelle 2: Rohnährstoffgehalte (Weender Analyse der Testsubstrate)

	TS	XA	XL	XP (i. d. TS%)	XF	NDF	ADF	ADL
Heu	93,34	11,74	1,18	13,51	27,71	57,80	34,17	4,43
Haferkleie	93,45	3,51	8,90	17,52	2,95	14,96*	4,90	2,90
Gelatine	91,82	1,61	0,00	17,36**	0,13	0,00	0,00	0,00

*Vorbehandlung mit Amylase

**Nur Stickstoff-Gehalt (aufgrund des Substrates ist eine Multiplikation mit dem Faktor 6,25 nicht möglich)

3.1.5. Durchführung der Inkubation zur Bestimmung der Gasbildung und der flüchtigen Fettsäuren

3.1.5.1. Caecumchymus- und Kotentnahme

Nach einer vierzehntägigen Adaptationszeit an die Ration wurde mit der Digestaentnahme begonnen.

Der Kot wurde rektal vor der Morgenfütterung gesammelt und anschließend verarbeitet (s.u.).

Die Chymusentnahme erfolgte während der Morgenfütterung. Dazu wurden über die geöffneten Fisteln Plastikbeutel gestülpt und der Caecumchymus, der durch die Darmkontraktionen passiv nach außen gepresst wurde, konnte auf diese Weise aufgefangen werden. Der Vorgang wurde nach 20 min. beendet. Luftkontakt wurde so weitestgehend verhindert.

Die Inokula wurden in luftdicht verschlossenen Gefäßen, die sich in einem temperierten Wasserbad befanden, ins Labor transportiert.

3.1.5.2. Medium

Die Pufferlösung der HFT-Methode nach MENKE et al. (1979) wurde an die Elektrolyt- und Spurenelementkonzentrationen, die im Dickdarm des Schweines vorherrschen, angepasst. Die Mengen der Reduktionslösung und des Indikators richteten sich nach der Originalmethode (Tab. 3). Die Pufferlösung sollte die bei der *in vitro*-Fermentation entstehenden flüchtigen Fettsäuren abpuffern, um den pH-Wert der Suspension im physiologischen Bereich zwischen 6,3 und 6,8 aufrechtzuerhalten.

Tabelle 3: Zusammensetzung des Mediums bei der Original-HFT-Methode nach MENKE et al. (1979) und bei dem modifizierten HFT

	Inkubationsmedium nach Menke et al. (1979)	modifiziertes Medium
NaCl	--	55,0 mmol/l
KCl	--	20,0 mmol/l
MgCl ₂ x 6 H ₂ O	--	2,5 mmol/l
CaCl ₂ x 2 H ₂ O	--	2,5 mmol/l
NaHCO ₃	100,2 mmol/l	50,0 mmol/l
NaH ₂ PO ₄	--	1,0 mmol/l
NH ₄ Cl	--	5,0 mmol/l
Na ₂ SO ₄	--	2,0 mmol/l
Na ₂ HPO ₄	9,6 mmol/l	5,0 mmol/l
KH ₂ PO ₄	10,9 mmol/l	5,0 mmol/l
(NH ₄)HCO ₃	12,1 mmol/l	6,0 mmol/l
MgSO ₄ x 7 H ₂ O	0,6 mmol/l	--
KHCO ₃	--	10,0 mmol/l
Spurenelementlösung*	ad. 0,13 ml/l Pufferlösung	ad. 0,125 ml/l Pufferlösung
Resazurin (Redoxindikator)	ad. 1,30 ml/l Pufferlösung	ad. 1,25 ml/l Pufferlösung
Reduktionslösung**	ad. 52,20 ml/l Pufferlösung	ad. 54,00 ml/l Pufferlösung

*Spurenelementlösung: (g/100 ml) 13,2 (CaCl₂ x 2 H₂O); 10,0 (MnCl₂ x 4 H₂O); 1,0 (CoCl₂ x 6 H₂O); 8,0 (FeCl₃ x 6 H₂O); **Reduktionslösung: 51,67 ml H₂O; 2,16 ml NaOH; 311 mg (Na₂S x 7 H₂O)

3.1.5.3. Inokulum

Aus den Digesta der Versuchstiere wurde eine Sammelprobe mit etwa gleichen Anteilen von jedem Tier hergestellt (n = 6).

Die Digestamenge, die dem Medium zugesetzt wurde, wurde durch die gewünschte Verdünnung des Inokulums bestimmt. Die Kalkulation der Verdünnung wurde nach AIPLE (1993) durchgeführt. Es handelt sich dabei um das Verhältnis der Menge an Digesta in g Trockensubstanz (TS) zu der Gesamtmenge an Medium in ml.

Der TS-Gehalt der Digesta wurde vor jedem Ansatz ermittelt. Hierzu wurden der Kot und der Caecumchymus vier Stunden lang bei 103° C in einem Trockenschrank getrocknet.

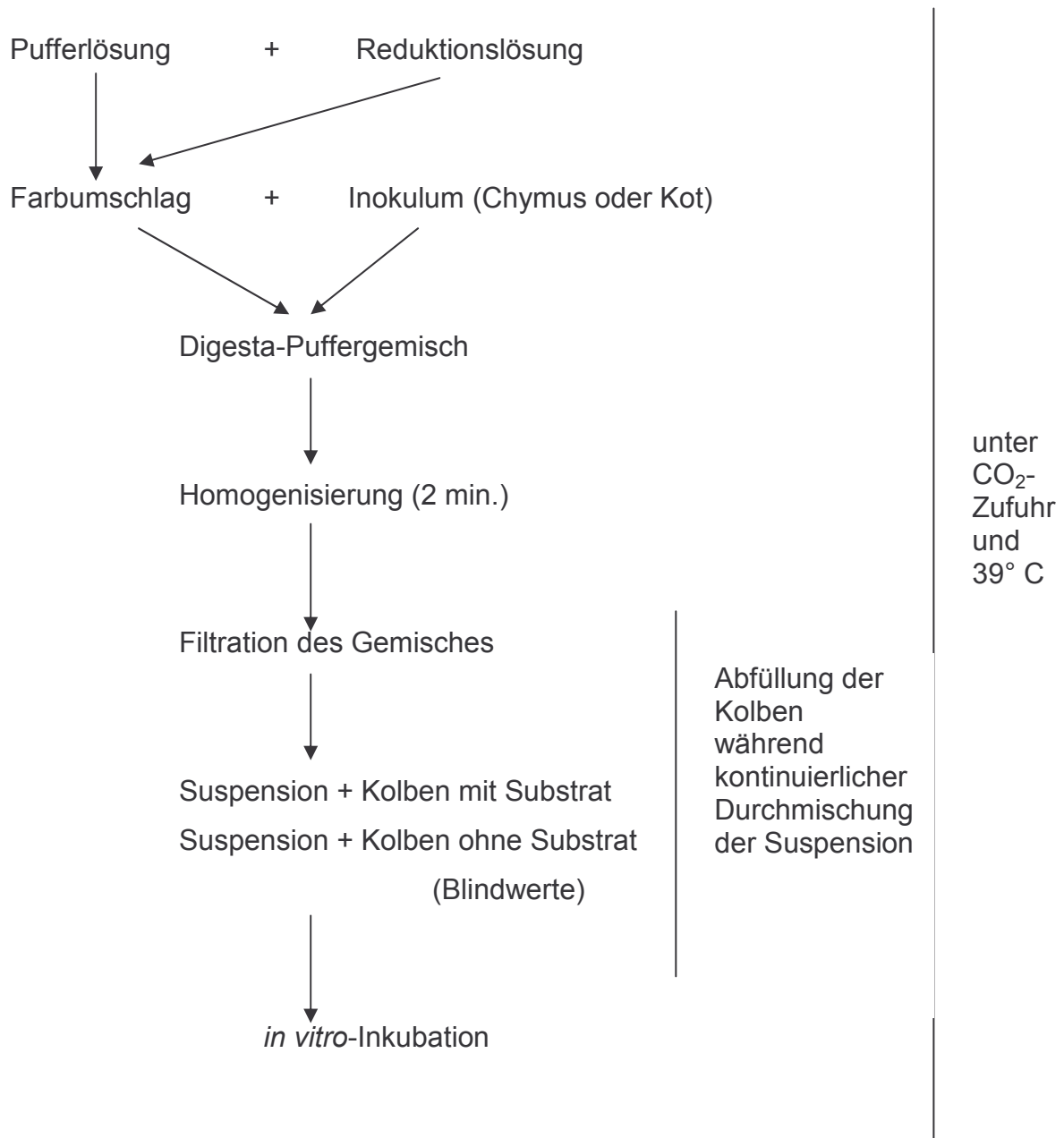
3.1.5.4. Inkubationsdurchführung

Die Herstellung des Puffer-Digesta-Gemisches, die Durchführung der Inkubationen und die Messung der Gasbildung sowie der Produktion flüchtiger Fettsäuren folgten der Beschreibung von AIPLE (1993).

Die Pufferlösung wurde in einem Gefäß ständig mit CO₂ begast, in einem Wasserbad auf 39° C vorgewärmt und mit frisch hergestellter Reduktionslösung versetzt. Nach erfolgtem Farbumschlag des Redoxindikators wurde das Medium zusammen mit dem Inokulum in einem Mixer 2 min. lang unter CO₂-Zufuhr gemixt. Anschließend wurde das Digesta-Puffer-Gemisch durch ein feinmaschiges Polyestertuch in eine Woulff'sche Flasche filtriert. Während kontinuierlicher CO₂-Zufuhr und unter Beibehaltung der Temperatur von 39° C sowie ständigem Vermischen mit einem Magnetrührer wurden jeweils 30 ml der Suspension in vorgewärmte Kolbenprober, die bereits das Testsubstrat enthielten, abgefüllt. Zusätzlich wurden Kolben nur mit der Suspension, d.h. ohne Substrat, mitgeführt. Diese dienten zur Bestimmung des Blindwertes. Der Blindwert gibt an, welches Gasvolumen und wie viel flüchtige Fettsäuren allein auf die Digestapartikel sowie gelöste Nährstoffe, die beim Abfiltrieren in das Medium gelangen und ebenfalls von den Bakterien metabolisiert werden, zurückgeführt werden können. Nach Abzug des Blindwertes konnten die Nettogasbildung und die Nettoproduktion der flüchtigen Fettsäuren bestimmt werden.

Die Inkubation erfolgte in einem Rotorschrank bei 39° C.

Abbildung 1: Flussdiagramm zur Durchführung der Inkubationen:



3.1.5.5. Versuchsschema

Von jedem Substrat wurden pro Ansatz 2-3 Parallelkolben inkubiert. Die Inkubationen wurden an 2 unterschiedlichen Tagen wiederholt. Es lagen somit mindestens 4 Einzelbestimmungen $n = 4-6$ Kolben pro Substrat und Inkubationsfaktor (Inokulum*Substrat*Inkubationsdauer bzw. Substrateinwaage oder Verdünnungsstufe) vor.

Tabelle 4: Versuchsschema zur Untersuchung der Fermentation verschiedener Substrate bei unterschiedlichen Inkubationsbedingungen (Inkubationsdauer (IKD), Substrateinwaagemenge (SEW) und Verdünnungsstufe (VER)) mit Chymus oder Kot als Inokulum mit jeweils 2-3 Parallelen pro Ansatz und Inkubationsparameter (2 Ansätze x 2-3 Kolben) (n=4-6)

Inokulum: Chymus / Kot			
Substrate: Heu, Haferkleie, Gelatine			
Versuchsfaktor	Substrateinwaage- menge (SEW) in mg	Verdünnungsstufe (VER)	Inkubationsdauer (IKD) in h
IKD	100	1:60	12, 24, 48
SEW	50, 100, 150, 200, 250	1:60	24
VER	100	1:25, 1:40, 1:50, 1:60, 1:90, 1:115, 1:220	24

3.1.6. Bestimmung flüchtiger Fettsäuren im HFT

3.1.6.1. Probenvorbereitung und Vakuumdestillation

Nach Inkubationsende wurde der flüssige Kolbenüberstand in Plastikröhrchen überführt, in Eis abgekühlt, um die weitergehenden Fermentationsprozesse zu stoppen, zentrifugiert (20000 U/min 15 min.; Heraeus Minifuge RF) und bis zur Analyse bei -18° C gelagert.

Nach dem Auftauen wurden die Proben erneut zentrifugiert (20000 U/min 10 min). 1 ml des Überstandes wurde in einen 100 ml Schliff-Erlenmeyer-Kolben pipettiert, mit 0,1 ml ISTD (Interner Standard)-Lösung (1,25 ml 2-Methylvaleriansäure / 100 ml konzentrierte Ameisensäure) versetzt und gut verschlossen in einem Alkoholbad unter Schwenken gekühlt. Anschließend wurde der Kolben an eine Kühlfalle

angeschlossen und der Inhalt vakuumdestilliert. Dieser Prozess erfolgte unter ständiger Kühlung mit flüssigem Stickstoff. Nach der Destillation wurde die Probe mit einer variablen 1000 µl Eppendorf-Pipette in Autosampler-Vials pipettiert und in den Gaschromatographen injiziert.

3.1.6.2. Gaschromatographie-Bedingungen

Gaschromatograph: (GC) HP 6890 Plus GC-System mit Flammen-Ionisations-Detektor (FID)

Autosampler: HP 7683

Steuerung und Auswertung: HP ChemStation und HP LaserJet 6P

Tabelle 5: Einstellung des Gaschromatographen

Kapillarsäule	HP FFAP mit 25 µm Filmdicke, 30 m lang, 0,25 mm ID
Trägergas	1,5 ml/min Helium 5.0; Splitverhältnis 40:1
Detektor (FID)	40 ml/min Wasserstoff, 450 ml/min Pressluft, 45 ml/min Stickstoff 5.0 (Makeup-Gas)
Temperaturen	Detektor 260° C Injektor 260° C
Ofenprogramm	Anfangstemperatur. 80° C (1 min), bis 140° C (20° C/min), bis 205° C (20° C/min), 205° C (2min)

Eichung der Proben erfolgte mit folgendem FFS-Standard:

Tabelle 6: Eichstandard

Flüchtige Fettsäure (FFS)	Konzentration (mmol/l)
Essigsäure (C2)	24,97
Propionsäure (C3)	9,06
Buttersäure (C4)	0,43
Iso-Buttersäure (C4i)	5,54
Valeriansäure (C5)	0,60
Iso-Valeriansäure (C5i)	0,61
ISTD	9,34

3.1.7. Statistische Auswertung

Die Ergebnisse aller in dieser Arbeit durchgeführten Versuche wurden mit dem Statistikprogramm SAS (Statistical Analysis System, Version 8.2) ausgewertet. Weiterhin wurden die Varianzanalysen zur Bestimmung der Einflüsse der einzelnen Versuchsbedingungen bei den Versuchen generell mit der Prozedur MIXED durchgeführt. Eine signifikante Absicherung der Differenzen zwischen den verschiedenen Varianten erfolgte dabei stets mit dem Tukey-Kramer-Test ($p \leq 0,05$).

Bei den *in vitro*-Versuchen zur Untersuchung des Einsatzes von Caecumchymus und Kot als Inokula wurde eine dreifaktorielle Varianzanalyse durchgeführt, um die Effekte des Inokulums, des Substrats sowie der Inkubationsbedingungen Inkubationsdauer, Substrateinwaagemenge oder Verdünnungsstufe auf die Fermentationsparameter zu bestimmen. Die Faktorenkombinationen entsprachen dabei den durchgeführten Inkubationsansätzen.

Parallelen bzw. Kolben einer Inkubation wurden als wiederholte Messungen bei verschiedenen Inokulum*Substrat*Inkubationsdauer (bzw. Substrateinwaagemenge oder Verdünnungsstufe) –Kombinationen (type = un) betrachtet, und es wurden LSM (LSMeans) sowie SE (Standarderror) für diese Kombinationen berechnet.

Rechenmodell:

$$\eta_{ijk} = \alpha_i + \beta_j + \gamma_k + (\alpha\beta)_{ij} + (\alpha\gamma)_{ik} + (\beta\gamma)_{jk} + (\alpha\beta\gamma)_{ijk} + e_{jrs}$$

η_{ijk} = Beobachtungswert des Merkmals

α_i = Effekte des Inokulums

β_j = Effekte der Substrates

γ_k = Effekte der Inkubationsbedingung (IKD, SEW oder VER)

$\alpha\beta$, $\alpha\gamma$, $\beta\gamma$ = zweifache Wechselwirkung zwischen den Faktoren

$\alpha\beta\gamma$ = dreifache Wechselwirkung zwischen den Faktoren

e_{jrs} = Restvarianz

Zusätzlich wurde anhand einer Regression die Beziehung zwischen der Substrateinwaagemenge und der daraus resultierenden Gas- und FFS-Bildung dargestellt.

Der Aufbau der Schätzgleichung erfolgte schrittweise, indem auch nicht-lineare Variablen geprüft wurden. Zur Beurteilung der Gleichungen diente das

Bestimmtheitsmaß (r^2) als statistische Kennzahl für die Beziehung zwischen abhängiger und unabhängiger Variable.

3.2. *In vitro*-Inkubation verschiedener Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum

Es sollte die Bildung flüchtiger Fettsäuren nach Inkubation verschiedener Kohlenhydrate, die sich hinsichtlich ihrer Monosaccharideinheiten unterscheiden, in modifiziertem Hohenheimer Futterwerttest (HFT) bestimmt werden (Tab. 7). Bei diesen Substanzen kann davon ausgegangen werden, dass sie nur einem geringgradigen oder keinem enzymatischen Abbau im Dünndarm unterliegen, ihr wesentlicher Abbau also durch die Fermentation im Dickdarm erfolgt.

Aufgrund der Ergebnisse, die in den *in vitro*-Vorversuchen erzielt wurden, wurde hier auf eine Inkubation mit Chymus als Inokulum verzichtet.

Aus den inkubierten Kohlenhydraten wurden zwei Substrate für die weiterführenden *in vivo*- und *in vitro*-Versuche ausgesucht. Als Voraussetzung sollten sich diese Substanzen signifikant in der Beeinflussung der Zusammensetzung der flüchtigen Fettsäuren unterscheiden und darüber hinaus eine Bedeutung in der praktischen Schweinefütterung haben.

3.2.1. Tiere und Haltung

Die Versuche wurden mit sechs Kastraten der Kreuzung Meishan x Deutsche Landrasse, die aus der Versuchsstation „Unterer Lindenhof“ der Universität Hohenheim stammen, durchgeführt. Zu Beginn der Versuche wogen die Tiere durchschnittlich 82,5 kg und am Ende lag die mittlere Körpermasse bei 100,6 kg.

Die Haltung und die Fütterung der Tiere entsprachen den Bedingungen des im ersten Abschnitt dieser Arbeit durchgeführten *in vitro*-Versuchs (3.1.1.-3.1.2).

3.2.2. Durchführung der Inkubationen

Die Kotentnahme, das Inkubationsmedium, die Herstellung des Inokulums, die Durchführung der Inkubationen sowie die Analytik der flüchtigen Fettsäuren erfolgten nach der in dem *in vitro*-Versuch des ersten Abschnitts beschriebenen Vorgehensweise (3.1.5.-3.1.6.).

3.2.3. Versuchsschema

Es wurden jeweils 100 mg LTS eines Substrats inkubiert. Die Verdünnungsstufe des Inokulums betrug 1:60 und die Inkubationsdauer wurde auf 24 h festgesetzt.

In jedem Ansatz wurden 2-3 Parallelen mitgeführt und an 2-3 unterschiedlichen Tagen wiederholt. Damit waren mindestens $n = 6-8$ Einzelbestimmungen pro Substrat vorhanden.

3.2.4. Statistische Auswertung

Bei diesem Versuchsteil wurde eine einfaktorielle Varianzanalyse durchgeführt, um den Einfluss des Substrates auf bestimmte *in vitro*-Fermentationsparameter zu ermitteln.

Parallelen bzw. Kolben einer Inkubation wurden als wiederholte Messungen bewertet, und es wurden LSM (LSMeans) sowie SE (Standarderror) für diese Kombinationen berechnet.

3.3. Untersuchung ausgewählter Fermentationsparameter *in vivo* und *in vitro* in Abhängigkeit von der Fütterung der Tiere

Ziel dieser Versuche war es zu prüfen, wie sich bestimmte Rationszulagen sowohl auf die *in vivo*- als auch auf die *in vitro*-Fermentationsparameter auswirken.

Hierzu wurden in den vorangegangenen *in vitro*-Untersuchungen 2 verschiedene Kohlenhydratpolymere (Mannanoligosaccharid, Bio-MOS, Fa. Alltech, 23795 Bad Segeberg und Zitruspektin RsZ, Fa. Pomosin, 23775 Großenbrode), die sich wesentlich in der Zusammensetzung der *in vitro* gebildeten flüchtigen Fettsäuren unterschieden, ausgewählt. Bei der *in vitro*-Inkubation von Mannanoligosaccharid wurden signifikant niedrigere Acetatanteile an den FFS-Gesamtkonzentrationen und signifikant höhere Propionat- und Butyratanteile an den FFS-Gesamtkonzentrationen im Vergleich zu den Inkubationen von Pektin nachgewiesen.

Im ersten Teil des dritten Versuchsabschnitts (*in vivo*) wurde der Einfluss von Mannanoligosaccharid und Pektin auf die Konzentration und das Muster von flüchtigen Fettsäuren, den pH-Wert und die Trockensubstanzgehalte im Caecumchymus und im Kot der Tiere zu bestimmten Zeiten erfasst.

Im zweiten Teil der Versuche (*in vitro*) erfolgten Inkubationen im modifizierten Hohenheimerfütterwerttest. Zunächst sollte dabei der Einfluss der Fütterung der Inokulumspendertiere auf die *in vitro*-Fermentationsprodukte von Mannanoligosaccharid und Pektin, die in reiner Form inkubiert wurden, untersucht werden. Anschließend wurden die Unterschiede hinsichtlich der Fermentationsparameter zwischen dem gefriergetrockneten Caecumchymus der Tiere der einzelnen Fütterungsgruppen und den reinen Substraten bestimmt. Der gefriergetrocknete Caecumchymus sollte dabei das Substrat repräsentieren, das tatsächlich im Dickdarm ankommt und dort von den Mikroben metabolisiert wird. Die Gefriertrocknung des Caecumchymus erlaubte die Herstellung einer Substratsammelprobe von mehreren Tagen, wodurch sowohl eine Standardisierung als auch eine Gleichbehandlung der Proben ermöglicht wurde. Am Ende der Versuchsdurchführung wurde eine eventuelle Übertragbarkeit der *in vitro*-Ergebnisse auf die *in vivo*-Verhältnisse geprüft.

Der Caecumchymus und der Kot der einzelnen Versuchsgruppen dienten als Inokula.

3.3.1. Tiere und Haltung

Da für weitere Untersuchungen keine Meishan-Kreuzungstiere mehr zur Verfügung gestellt werden konnten, wurden die Versuche an 9 caecumfistulierten Kastrate der Deutschen Landrasse fortgeführt.

Die Haltungsbedingungen der Tiere entsprachen den unter 3.1.1 beschriebenen Bedingungen.

Zu Beginn der Versuche wogen die Tiere 37,20 kg und am Ende der Versuchsdurchführung wiesen die Tiere eine mittlere Körpermasse von 90,40 kg auf.

3.3.2. Futter und Fütterung

Die Rationen bestanden aus 63 % Gerste, 18 % Sojaextraktionsschrot, 2.9 % Mineralfutter, 0.1 % Titanoxid und 11 % Stroh (5 mm Häcksellänge) und je nach Versuchsgruppe 5 % Maisquellstärke als Träger bei der Kontrollgruppe, 5 % Mannanoligosaccharid oder 5 % Pektin bei den Versuchsgruppen. Die Zuteilung der Futtermengen erfolgte individuell gemäß des Erhaltungsbedarfs, 0,44 MJ ME pro kg $W^{0,75}$ (Menke u. Huss 1987). Die Tiere wurden einmal wöchentlich nüchtern gewogen, wobei diese Gewichte als Grundlage für die Futtermengenanpassung verwendet wurden.

Die Fütterung erfolgte in einem Abstand von 12 Stunden. Die Tiere hatten freien Zugang zum Wasser.

Der Gehalt der Rohnährstoffe der eingesetzten Ration wurde aus den Einzelkomponenten errechnet (DLG Futterwerttabelle für Schweine, 1992; DLG Futterwerttabelle für Wiederkäuer, 1991; Tabelle 8).

Tabelle 8: Gehalte der Futterrationen an Rohnährstoffen (in g/kg TS ohne Mineralfutter)

Ration	Kontrolle	¹ Mannanoligo- saccharidzulage	² Pektinzulage
TS %	85,5	85,5	85,3
XA	39,4	42,5	39,6
XL	21,7	23,7	21,7
XP	188,5	190,0	190,9
XF	91,8	94,6	91,8
NfE	658,6	649,2	656,0

¹Bio-MOS, Fa. Alltech, 23795 Bad Segeberg

Einzelfuttermittel Hefe, gewonnen aus den Zellwänden des *Saccharomyces cerevisiae*

²Pektin Type B rapid set-Z (RsZ), Fa. Pomosin, 23775 Großenbrode

Hochverestertes (70,7 %) Zitruspektin

3.3.3. Caecumfistulierung

Die Fistulierung der Tiere erfolgte nach der in 3.1.3. beschriebenen Methode.

3.3.4. Versuchsaufbau

Der Versuch wurde nach der Methode des lateinischen Quadrates (3 x 3), 3 Tiergruppen mit je 3 Tieren, 3 Durchgänge und 3 Rationen, durchgeführt, so dass jedes Tier sowohl Kontrollration als auch Versuchsration mit beiden Zulagen erhielt und der Effekt des Alters bzw. des Gewichtes vermieden wurde.

Tabelle 9: Versuchsaufbau für die *in vivo/in vitro*-Versuche

	Kontrollration	MOS-Ration	Pektinration
Durchgang 1	Tier 1-3 (Gr. 1)	Tier 4-6 (Gr. 2)	Tier 7-9 (Gr. 3)
Durchgang 2	Tier 7-9 (Gr. 3)	Tier 1-3 (Gr. 1)	Tier 4-6 (Gr. 2)
Durchgang 3	Tier 4-6 (Gr. 2)	Tier 7-9 (Gr. 3)	Tier 1-3 (Gr. 1)

Jeder Durchgang wurde wie folgt gegliedert:

Anfütterung (14 Tage)

A) *in vivo*-Versuch

Kotsammlung (2 Tage)

Chymussammlung (2 Tage)

Pause (2 Tage)

B) *in vitro*-Versuch

Inkubation mit Chymus und Kot der Kontrollgruppe (2 Tage)

Inkubation mit Chymus und Kot der MOS-Gruppe (2 Tage)

Inkubation mit Chymus und Kot der Pektingruppe (2 Tage)

3.3.4.1. Einfluss von Mannanligosaccharid und Pektin *in vivo*

3.3.4.1.1. Caecumchymus- und Kotentnahme

Im Anschluss an eine vierzehntägige Adaptationszeit an das Testsubstrat wurde mit der Probennahme begonnen.

Um den postprandialen Fermentationsablauf im Darm beurteilen zu können, wurde über 12 Stunden in vierstündigen Intervallen jedem einzelnen Tier an jeweils 2 folgenden Tagen Digesta entnommen.

Die Digestaentnahme während der Morgenfütterung, die nur kurze Zeit dauerte, wurde als Stunde 0 definiert. Sie sollte die Verhältnisse im Darm ohne vorangegangene Fütterung widerspiegeln. Die nachfolgenden Sammelperioden wurden als Stunde 4 (0-4 h), Stunde 8 (4-8 h), Stunde 12 (8-12 h) nach der Fütterung bezeichnet.

Die Kotentnahme während der Morgenfütterung erfolgte rektal, um innerhalb kürzester Zeit ausreichend Material für weitere Analysen sammeln zu können.

Anschließend wurde der Kot in den aus der Humanmedizin übernommenen zweiteiligen Stomaversorgungssystemen der Fa. ConvaTec, 80809 München, aufgefangen. Die Basisplatten wurden mit einem speziellen Sprühkleber um die After festgeklebt und die Kotbeutel, in denen der Kot gesammelt wurde, wurden in dem

Rasterring der Basisplatte verankert.

Die Chymusentnahme entsprach der in den *in vitro*-Versuchen des ersten Versuchsabschnitts beschriebenen Methode (3.1.5.1.).

Sowohl beim Kot als auch beim Chymus wurden die vollen Auffangbeutel ständig ausgetauscht und im Kühlschrank bei einer Temperatur von 4° C zwischengelagert. Nach einer vierstündigen Sammeldauer wurde der Inhalt der Beutel eines Tieres homogenisiert und für weitere Analysen verwendet. Die pH-Wertmessung und die Trockensubstanzbestimmung wurden direkt im Anschluss durchgeführt. Für die später folgende Bestimmung der flüchtigen Fettsäuren wurden die Digesta in Plastikfläschchen bei -18° C aufbewahrt.

Für die Gewinnung des Darminhalts als Substrats für die nachfolgenden *in vitro*-Versuche wurde zusätzlich aus den Caecumchymuseinzelproben eines Tieres eine Tagessammelprobe hergestellt, die wiederum mit den Proben der Tiere einer Diätgruppe homogenisiert wurde. Das Chymusgemisch einer Diätgruppe wurde anschließend auf Petrischalen verteilt und bei -18° C bis zur Gefriertrocknung eingefroren.

3.3.4.1.2. Analytik

3.3.4.1.2.1. Trockensubstanz

3 g des homogenisierten Chymus bzw. des Kotes wurden in Trockensubstanzschalen 4 h bei 103° C getrocknet (NAUMANN et al. 1976).

Bis zum Auswiegen wurden die Schalen in einem Exsikkator mit Silikagel abgekühlt.

3.3.4.1.2.2. pH-Wert

Es wurde eine pH-Einstabmesskette, die an ein Digital-pH-Meter (Fa. Mettler-Toledo) angeschlossen war, verwendet. Die Eichung der pH-Elektrode auf pH 4,0 und 7,0 erfolgte mit einer Standardlösung (Fa. Merck, Darmstadt) und wurde an jedem Probennahmetag vor der ersten Messung durchgeführt.

Die Messung im Caecumchymus konnte direkt in der Frischsubstanz vorgenommen werden, während der Kot vor der Messung mit Aqua bidest (1 g Kot und 5 ml Aqua bidest) suspendiert werden musste.

3.3.4.1.2.3. Aufbereitung von Chymus und Kot für die Bestimmung der flüchtigen Fettsäuren

Nach dem Auftauen wurden 4 g Chymus mit 0,5 ml 5n-Schwefelsäure bzw. 2,5 g Kot mit 2 mal 3,75 ml Wasser und 1,5 ml 5n-Schwefelsäure sowie zusätzlich mit jeweils 0,4 ml ISTD-Lösung (1076,3 mg 2-Methylvaleriansäure / 100 ml mit 40 ml HCOOH+ ~60 ml Reinstwasser = 14,83 µmol/g Kot) versetzt. Beide Gemische wurden anschließend mit einem Ultra-Turrax N10-Mixer (Ika Werke, 79219 Staufen) gemixt.

3.3.4.1.2.4. Gaschromatographie-Bedingungen

Die Durchführung der Analysen erfolgte mit der Apparatur wie unter (3.1.6.2.) beschrieben.

Tabelle 10: Einstellung des Gaschromatographen

Kapillarsäule	HP FFAP mit 50 µm Filmdicke, 25 m lang, 0,32 mm ID
Trägergas	Anfang: 11,3 ml/min Helium 5.0; konstanter Druck (227 kPa) Splitverhältnis 20:1
Detektor (FID)	40 ml/min Wasserstoff, 450 ml/min Pressluft, 45 ml/min Stickstoff 5.0 (Makeup-Gas)
Temperaturen	Detektor 260° C Injektor 260° C
Ofenprogramm	Anfangstemperatur 80° C (1 min), bis 120° C (20° C/min), bis 205° C (6,13° C/min), 205° C (2min)

Die Eichung der Proben erfolgte mit folgendem FFS-Standard:

Tabelle 11: Eichstandard

Flüchtige Fettsäure (FFS)	Konzentration (mmol/l)
Essigsäure (C2)	25,00
Propionsäure (C3)	9,02
Buttersäure (C4)	0,42
Iso-Buttersäure (C4i)	5,52
Valeriansäure (C5)	0,56
Iso-Valeriansäure (C5i)	0,62
ISTD	2,32

3.3.4.1.3. Statistische Auswertung

Die Auswertung der Daten erfolgte nach einem Modell, das mit Hilfe von Prof. Dr. Piepho, Institut für Bioinformatik der Universität Hohenheim, erstellt wurde.

Das Schwergewicht dieser Analyse lag auf einer dreifaktoriellen Behandlungsstruktur mit den Faktoren Ration, Digesta und Entnahmezeitpunkt (R*D*EZP). Der Unterschied zu einer klassischen dreifaktoriellen Varianzanalyse bestand darin, dass für die Modellierung der Fehlerstruktur komplexere Ansätze notwendig waren, um die zu erwartenden Korrelationen durch die Messwiederholung am selben Objekt wiederzuspiegeln und somit zu adäquaten Tests für die dreifaktorielle Behandlungsstruktur zu kommen. Dies war im Rahmen eines gemischten Modells möglich.

Behandlungsstruktur:

Die Behandlungsstruktur mit den Faktoren Diät, Digesta und Zeit konnte durch folgendes dreifaktorielles Rechenmodell modelliert werden:

$$\eta_{ijk} = \alpha_i + \beta_j + \gamma_k + (\alpha\beta)_{ij} + (\alpha\gamma)_{ik} + (\beta\gamma)_{jk} + (\alpha\beta\gamma)_{ijk}$$

Dabei wurde die Ration als main-plot Faktor betrachtet, während die Digesta und die Zeitpunkte „repeated“ Faktoren waren, weil Messwiederholungen am selben Tier vorlagen.

η_{ijk} = Beobachtungswert des Merkmals

α_i = Effekte des Entnahmezeitpunktes

β_j = Effekte der Ration

γ_k = Effekte der Digesta

$\alpha\beta, \alpha\gamma, \beta\gamma$ = zweifache Wechselwirkung zwischen den Faktoren

$\alpha\beta\gamma$ = dreifache Wechselwirkung zwischen den Faktoren

Struktur der Versuchs- und Beobachtungseinheiten:

Bei der Struktur der Versuchs- und Beobachtungseinheiten musste man zwischen der main-plot- und der sub-plot-Struktur unterscheiden.

Hinsichtlich des main-plot-Faktors Diät lag ein lateinisches Quadrat mit den Blockvariablen „Durchgang“ und „Tiergruppe“ vor, und es wurde folgendes Modell erstellt:

$$d_r + g_s + e_{jrs}$$

d_r = Effekt des r-ten Durchganges

g_s = Effekt der s-ten Gruppe

e_{jrs} = (main-plot) Fehler der j-ten Ration im r-ten Durchgang in der s-ten Tiergruppe

Zusätzlich wurde ein innerhalb des Durchganges geschachtelter Tageseffekt in dem Modell berücksichtigt und wie ein Blockeffekt betrachtet:

t_{rm} = Effekt des m-ten Tages innerhalb des r-ten Durchganges

Für die subplot-Struktur wurden die Messwiederholungen am selben Tier berücksichtigt und der Tiereffekt wurde in die Gleichung aufgenommen:

h_t = Effekt des t-ten Tieres

Der Fehler einer einzelnen Beobachtung bei einem Tier wurde mit f benannt.

Es konnte eine statistische Unabhängigkeit der Beobachtungen an verschiedenen Tieren angenommen werden. Die Beobachtungen an demselben Tier waren

dagegen korreliert (die Messungen am selben Tier an den 2 Entnahmetagen wurden als fortlaufend betrachtet, womit insgesamt 8 Messwiederholungen gegeben waren). Bei den 16 Beobachtungen eines Durchgangs am selben Tier musste man von einer Korrelation ausgehen, während die Beobachtungen verschiedener Durchgänge am selben Tier als „bedingt“ unabhängig behandelt wurden.

Für die Modellierung der Korrelationsstruktur war es weiterhin sinnvoll, die Faktoren Digesta und Zeit zu differenzieren. Für eine einzelne Digestaprobe wurde eine unstrukturierte Varianz-Kovarianz-Struktur der Beobachtungen der acht Entnahmezeitpunkte ($d = 1, \dots, 8$) angenommen. Weiterhin wurde die Korrelation beider Beobachtungen für die beiden Digesta zu einem bestimmten Entnahmezeitpunkt d modelliert.

Die Varianz-Kovarianz-Struktur aller 16 Beobachtungen eines Tieres für einen Durchgang wurde durch die sogenannte direkte Produktstruktur modelliert.

Die vollständige Indizierung der Fehlerstruktur lautete somit:

f_{jkdr} = Effekt des t -ten Tieres im r -ten Durchgang der d -ten Messung (Entnahmezeitpunkt*Tag) für die j -te Ration und die k -te Digesta

Anschließend wurden für die Faktorenkombinationen (Ration*Digesta*Entnahmezeitpunkt) die Kleinstquadratmittelwerte (LSMeans) und die SE (Standarderror) berechnet.

3.3.4.2. Einfluss von Mannanoligosaccharid und Pektin *in vitro*

3.3.4.2.1. Inkubierte Substrate

Als Substrate dienten zum einen die den Rationen zugefügten Zulagen, MOS und Pektin, zum anderen wurde der gefriergetrocknete Caecumchymus der verschiedenen Fütterungsgruppen inkubiert. Die Caecumchymussammelproben der einzelnen Rationsgruppen wurden nach dem Einfrieren einer Gefriertrocknung (Edwards, Modell 12 K, Supermodulyo Freeze Dryer) unterzogen und anschließend gemahlen. Die Zusammensetzung der Rohnährstoffe des gefriergetrockneten Caecumchymus ist in der Tabelle 12 dargestellt. Die Analyse der Nährstoffe erfolgte mit Hilfe der Weender-Methode (NAUMANN et al. 1976). Die Bestimmung der

Gerüstsubstanzen erfolgte mit der Detergenzienmethode nach GOERING u. VAN SOEST (1970).

Tabelle 12: Roh Nährstoffe des gefriergetrockneten Chymus der einzelnen Rationsgruppen

	TS	XA	XL	XP	XF	NDF	ADF	ADL	Stärke
	(i. d. TS %)								
gefriergetrockneter Chymus der Kontroll-Gruppe (getrCH-KON)									
(n = 6)	92,2	16,7	1,1	13,6	23,0	50,4	30,1	3,8	2,4
gefriergetrockneter Chymus der Mannanligosaccharid-Gruppe (getrCH-MOS)									
(n = 6)	92,0	16,0	1,2	14,3	21,3	49,3	28,7	3,5	3,4
gefriergetrockneter Chymus der Pektin-Gruppe (getrCH-PEK)									
(n = 4)	92,1	15,7	1,2	14,3	20,6	44,4	27,0	3,4	3,1

3.3.4.2.2. Caecumchymus- und Kotentnahme

Die Digestanahme erfolgte im Anschluss an die *in vivo*-Versuche jedes einzelnen Durchgangs.

Sowohl beim Chymus als auch bei Kot wurde die gleiche Entnahmetechnik wie in den *in vitro*-Versuchen des ersten Abschnitts (3.1.5.1.) angewandt

3.3.4.2.3. Inkubationsdurchführung

Die Herstellung des Mediums, die Inkubationsmethode sowie die analytischen Bestimmungen der flüchtigen Fettsäuren entsprachen der Durchführung in den *in vitro*-Versuchen 3.1..

3.3.4.2.4. Versuchsschema

Aus den Digesta der Tiere einer Fütterungsgruppe wurde eine Sammelprobe gebildet und als entsprechendes Inokulum verwendet. Die Verdünnungsstufe betrug 1:60. Die Substrateinwaagemenge wurde auf 200 mg (LTS) erhöht, um Interferenzen mit dem relativ hohen Blindwert zu vermeiden. Die Fermentationsparameter wurden nach 4, 8, 12 und 24 h bestimmt.

Pro Rationsgruppe, Inokulum, Substrat und Inkubationsdauer wurden in jedem Durchgang zwei Parallelen inkubiert, so dass am Ende $n = 5-6$ Werte zur Auswertung standen (3 Durchgänge x 1 Ansatz x 2 Parallelen).

3.3.4.2.5. Statistische Auswertung

Die Ergebnisse wurden varianzanalytisch mit einem vierfaktoriellen Modell ausgewertet. Als Hauptfaktoren wurden dabei Ration, Inokulum, Substrat und Inkubationsdauer betrachtet.

Für diese Struktur wurde folgendes Modell gewählt:

$$dr + gs + ejrs$$

dr = Effekt des r -ten Durchgangs

gs = Effekt der s -ten Gruppe

$ejrs$ = (main-plot) Fehler der j -ten Ration im r -ten Durchgang in der s -ten Tiergruppe

Innerhalb der main-plots (Ration*Durchgang*Gruppe-Kombination) waren in diesem Versuch die Faktoren Zeit, Inokulum (bzw. Digesta in dem *in vivo*-Versuch) und Substrat geschachtelt (sub-plot-Faktoren). Da die drei sub-plot-Faktoren Zeit, Inokulum und Substrat vollständig randomisiert wurden, wurde hier wie bei einer Spaltanlage ausgewertet (siehe *in vivo*-Versuch), für welche die main-plots in einem Lateinischen Quadrat angelegt wurden. Somit wurde ein varianzanalytisches vierfaktorielles Modell für die Behandlungsstruktur verwendet, um die Design-Effekte dr , gs und $ejrs$, von denen der letztere als zufällig modelliert wurde, zu berücksichtigen.

Des Weiteren ist zu beachten, dass hier im Vergleich zum *in vivo*-Versuch die Fehlerstruktur viel einfacher war, da in den *in vitro*-Versuchen die Digesta und die Zeitpunkte randomisiert werden konnten.

Für die Faktorenkombination Ration*Inokulum*Substrat*Inkubationsdauer wurden LSMeans und Standarderror berechnet.

Beim Vergleich der beiden Methoden *in vivo* und *in vitro* wurden Mittelwerte aus 2 Kolbenparallelen eines Durchgangs ($n = 3$) sowie aus 2 Messung pro Tier und Durchgang ($n = 9$) gebildet und anschließend als Einzelwerte betrachtet. Für die

Faktorenkombination Methode*Ration*Entnahmezeitpunkt bzw. Inkubationsdauer führte dies teilweise zu veränderten LSmeans und Standarderror gegenüber den vorangegangenen Auswertungen.

4. ERGEBNISSE

Im Rahmen der Methodenentwicklung wurden folgende Fermentationsprodukte bestimmt: Nettogasbildung, Gesamtkonzentration der flüchtigen Fettsäuren (C2-C5i) und das Fettsäurenmuster. Im Caecumchymus und im Kot wurden zusätzlich der pH-Wert und der TS-Gehalt ermittelt.

Bei der Beurteilung des Fettsäurenmusters bei den *in vitro*-Versuchen sowie im Caecumchymus und im Kot wurde hauptsächlich auf die im Magen-Darm-Trakt quantitativ bedeutendsten flüchtigen Fettsäuren Acetat, Propionat und Butyrat eingegangen. Iso-Butyrat, Valeriat und iso-Valeriat, die vor allem beim Proteinabbau auftreten, wurden nur diskutiert, wenn wichtige Unterschiede herausgearbeitet werden sollten.

4.1. Vergleich von Caecumchymus und Kot als Inokula im modifizierten Hohenheimer Futterwerttest (HFT) unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsbedingungen

4.1.1. Inkubationsdauer

In dem ersten Teil des ersten Versuchsabschnitts sollte geprüft werden, ob die Bildung von Nettogas und flüchtigen Fettsäuren, die beim *in vitro*-Abbau von Heu, Haferkleie und Gelatine entstehen, gleichermaßen von Caecumchymus und von Kot als Inokula bei verschiedener Inkubationsdauer beeinflusst wird.

Den signifikanten Einfluss der einzelnen Inkubationsfaktoren und deren Wechselwirkungen auf die verschiedenen Fermentationsparameter gibt die Tabelle A 1 im Tabellenanhang wieder.

4.1.1.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen

Die ermittelten LSMeans für die Nettogasbildung und die FFS-Gesamtkonzentrationen in Abhängigkeit von dem Inokulum bei verschiedener Inkubationsdauer sind in den Abbildungen 2-3 dargestellt. Die zugehörigen Werte und ihre Standardfehler sind im Tabellenanhang (Tab. A 2) verzeichnet.

Die Fermentation der verschiedenen Substrate ist bereits nach 24 h beendet. In dem Zeitraum von 24 h bis 48 h Inkubation ist nur noch ein geringer Anstieg der Gasbildung und der FFS-Produktion sowohl bei der Inkubation mit Chymus als auch mit Kot zu verzeichnen.

Bei der Inkubation von Haferkleie mit Chymus als Inokulum und bei der Inkubation von Heu mit Kot als Inokulum ist die Bildung der FFS bereits nach 12 h beendet. Es folgt nur noch ein geringer Anstieg der Werte bis 48 h.

Die Inkubationen mit Kot als Inokulum scheinen im Vergleich zu den Inkubationen mit Chymus als Inokulum sowohl eine verzögerte Nettogas- als auch eine verzögerte FFS-Gesamtbildung in den ersten 12 h aufzuweisen. Signifikante Unterschiede zwischen den beiden Inokula ergeben sich bei der Inkubation von Haferkleie hinsichtlich der Nettogas- und FFS-Gesamtkonzentrationsbildung und bei der Inkubation von Gelatine hinsichtlich der Nettogasbildung in den ersten 12 h. Nach 24 h führt die Inkubation von Haferkleie mit Kot als Inokulum sogar zu höheren Nettogaswerten gegenüber den Inkubationen mit Chymus, wobei diese Differenzen nur tendenziell sind.

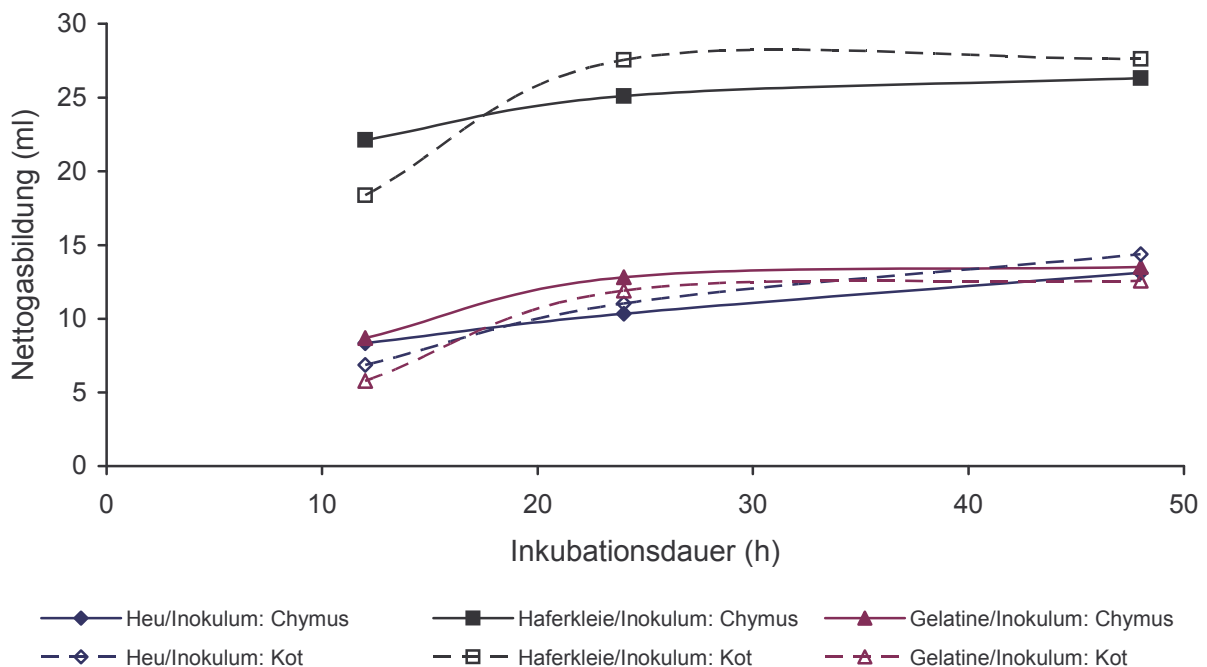


Abbildung 2: Einfluss des Inokulums auf die Nettogasbildung (ml) im Zeitverlauf für verschiedene Substrate (100 mg LTS; n = 4-6)

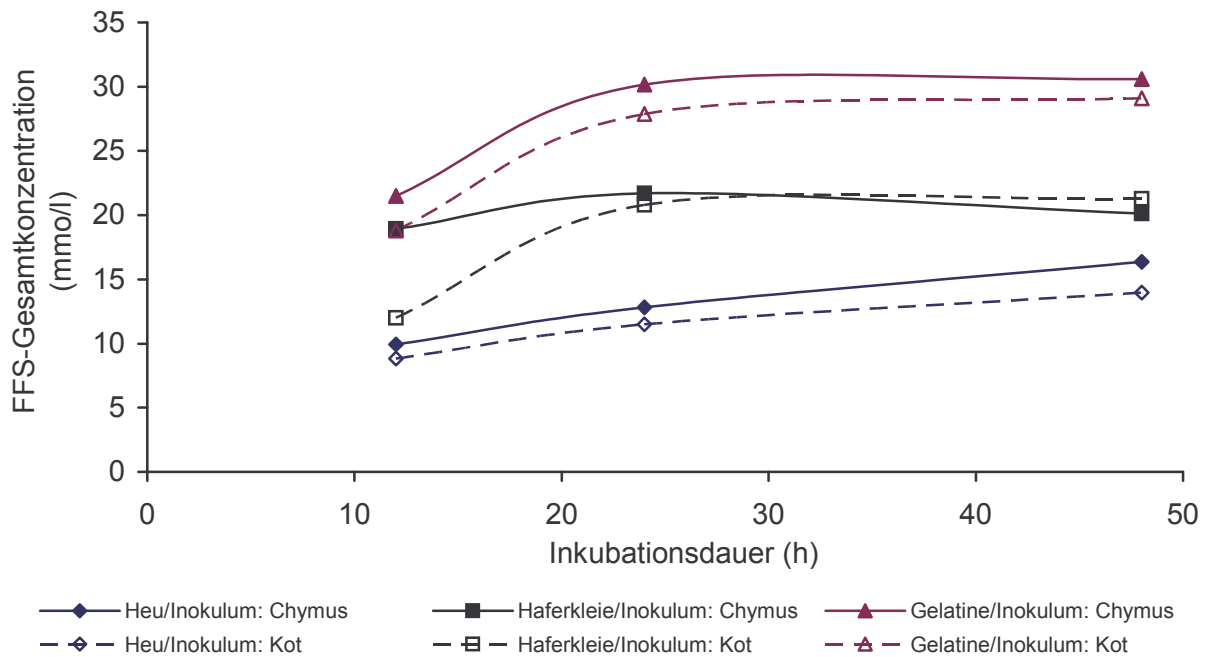


Abbildung 3: Einfluss des Inokulums auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) im Zeitverlauf für verschiedene Substrate (100 mg LTS; n = 4-6)

4.1.1.2. Fermentationsmuster

Die Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fettsäurenmuster sind als LSMeans mit zugehörigen Standardfehlern in den Tabellen 13-15 zu finden.

Beim Vergleich der Chymus- und der Kotmethode ergibt sich bei der Inkubation von Heu mit Kot als Inokulum ein tendenzieller Rückgang der C2-Anteile im Fermentationsmuster. Der C3-Anteil steigt dagegen numerisch an.

Die Inkubation von Haferkleie führt beim Einsatz von Kot als Inokulum zu einem tendenziell höheren C3-Anteil und zu einem geringeren C4-Anteil im Fermentationsmuster, wobei der Unterschied nach 12 h und 48 h signifikant ist, im Vergleich zu den Inkubationen mit Chymus als Inokulum.

Wird das Fettsäurenmuster bei der Inkubation von Gelatine betrachtet, so ist ein numerischer Rückgang von C2 und ein signifikanter Anstieg von C5 bei der Kotmethode im Vergleich zu den Inkubationen mit Chymus als Inokulum zu beobachten.

Die Inkubationsdauer wirkt sich nicht signifikant auf die Anteile von C2, C3 und C4 im Fettsäurenmuster aus, die während der Fermentation der verschiedenen Substrate

Ergebnisse

gebildet werden. Der C2-Anteil geht aber im Verlauf der Inkubation von Heu sowohl mit Chymus als auch mit Kot als Inokulum zugunsten von C4 tendenziell zurück. Die Anteile an den verzweigten FFS, iso-Butyrat (C4i) und iso-Valeriat (C5i), steigen dagegen im Verlauf der Inkubationsdauer bei der Fermentation von Heu und Haferkleie signifikant an.

Tabelle 13: Einfluss des Inokulums bei verschiedener Inkubationsdauer (IKD in h) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) bei der Inkubation von Heu (100 mg LTS; n = 5-6)

		Inkubationsdauer (IKD)			
	Inokulum	12 h	24 h	48 h	SE ¹
C2	Chymus	69,36 ^{aA}	69,69 ^{aA}	66,84 ^{aA}	±0,96*
	Kot	65,73 ^{aA}	63,99 ^{aA}	60,68 ^{aA}	±0,99*
C3	Chymus	22,92 ^{aA}	22,65 ^{aA}	22,92 ^{aA}	±1,22*
	Kot	29,60 ^{aA}	27,45 ^{aA}	29,90 ^{aA}	±1,32*
C4	Chymus	6,83 ^{aA}	5,82 ^{aA}	7,60 ^{aA}	±0,69*
	Kot	3,78 ^{aA}	6,58 ^{aA}	6,29 ^{aA}	±0,72*
C4i	Chymus	0,23 ^{aA}	0,50 ^{bA}	0,71 ^{bA}	±0,06*
	Kot	0,15 ^{aA}	0,51 ^{abA}	0,82 ^{bA}	±0,07*
C5	Chymus	0,89 ^{aA}	0,92 ^{aA}	1,01 ^{aA}	±0,29*
	Kot	0,96 ^{aA}	1,04 ^{aA}	1,06 ^{aA}	±0,30*
C5i	Chymus	0,01 ^{aA}	0,36 ^{abA}	0,75 ^{bA}	±0,16*
	Kot	0,09 ^{aA}	0,36 ^{abA}	1,14 ^{bA}	±0,17*

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*IKD; *SE = Mittelwert der Standardfehler;

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen der Inkubationsdauer innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula; p ≤ 0,05

Ergebnisse

Tabelle 14: Einfluss des Inokulums bei verschiedener Inkubationsdauer (IKD in h) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) bei der Inkubation von Haferkleie (100 mg LTS; n = 5-6)

		Inkubationsdauer (IKD)			
	Inokulum	12 h	24 h	48 h	SE ¹
C2	Chymus	61,87 ^{aA}	61,16 ^{aA}	59,10 ^{aA}	±0,93
	Kot	60,64 ^{aA}	58,47 ^{aA}	59,09 ^{aA}	±0,93
C3	Chymus	23,83 ^{aA}	23,83 ^{aA}	24,34 ^{aA}	±1,12
	Kot	30,71 ^{aA}	28,42 ^{aA}	28,40 ^{aA}	±1,12
C4	Chymus	14,37 ^{aA}	13,18 ^{aA}	13,92 ^{aA}	±0,67
	Kot	8,46 ^{aB}	10,97 ^{aA}	9,50 ^{aB}	±0,67
C4i	Chymus	0,13 ^{aA}	0,38 ^{abA}	0,63 ^{bA}	±0,06
	Kot	0,05 ^{aA}	0,65 ^{bA}	0,85 ^{bA}	±0,06
C5	Chymus	0,11 ^{aA}	0,26 ^{aA}	0,46 ^{aA}	±0,28
	Kot	0,16 ^{aA}	0,42 ^{aA}	0,64 ^{aA}	±0,28
C5i	Chymus	0,23 ^{aA}	0,71 ^{aA}	1,15 ^{aA}	±0,16
	Kot	0,06 ^{aA}	0,93 ^{bA}	1,42 ^{bA}	±0,16

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*IKD; *SE = Mittelwert der Standardfehler;

a, b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen der Inkubationsdauer innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

Ergebnisse

Tabelle 15: Einfluss des Inokulums bei verschiedener Inkubationsdauer (IKD in h) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) bei der Inkubation von Gelatine (100 mg LTS; n = 5-6)

		Inkubationsdauer (IKD)			
	Inokulum	12 h	24 h	48 h	SE ¹
C2	Chymus	63,81 ^{aA}	64,25 ^{aA}	63,13 ^{aA}	±0,96*
	Kot	60,40 ^{aA}	61,23 ^{aA}	62,65 ^{aA}	±0,93
C3	Chymus	8,63 ^{aA}	9,77 ^{aA}	10,16 ^{aA}	±1,22*
	Kot	8,67 ^{aA}	9,50 ^{aA}	9,35 ^{aA}	±1,12
C4	Chymus	5,68 ^{aA}	5,43 ^{aA}	6,27 ^{aA}	±0,69*
	Kot	5,67 ^{aA}	6,70 ^{aA}	6,02 ^{aA}	±0,67*
C4i	Chymus	1,84 ^{aA}	1,67 ^{aA}	1,70 ^{aA}	±0,07*
	Kot	2,08 ^{aA}	1,86 ^{aA}	1,82 ^{aA}	±0,06
C5	Chymus	16,95 ^{aA}	15,71 ^{aA}	16,28 ^{aA}	±0,29*
	Kot	21,28 ^{ab}	18,50 ^{bB}	18,38 ^{bB}	±0,28
C5i	Chymus	2,57 ^{aA}	2,42 ^{aA}	2,43 ^{aA}	±0,16*
	Kot	2,03 ^{aA}	2,16 ^{aA}	1,86 ^{aA}	±0,16

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*IKD; *SE = Mittelwert der Standardfehler;

a, b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen der Inkubationsdauer innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

4.1.2. Substrateinwaagemenge

Als nächstes galt es festzustellen, ob eine lineare Beziehung zwischen den Substrateinwaagemengen (SEW; 50, 100, 150, 200 und 250 mg LTS) sowie der Nettogas- und FFS-Bildung sowohl bei Inkubationen mit Chymus als auch bei den Inkubationen mit Kot als Inokula gegeben ist.

Der signifikante Einfluss der einzelnen Inkubationsfaktoren und der Wechselwirkungen zwischen den Faktoren auf die Fermentationsparameter findet sich im Tabellenanhang (Tab. A 3).

4.1.2.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen

Die Nettogasbildung und die FFS-Gesamtkonzentrationen sind in Abhängigkeit von den Inokula bei verschiedener Substrateinwaagemenge in den Abbildungen 4-8 verzeichnet. Die dazugehörigen LSMeans sowie ihre Standardfehler sind im Tabellenanhang (Tab. A 4) dargestellt. Die Regressionsgleichungen zur Schätzung der Fermentationsparameter sind im Tabellenanhang (Tab. A 5) verzeichnet.

Sowohl bei der Chymus- als auch bei der Kotmethode wird bei allen getesteten Substraten bis zu einer Einwaagemenge von 250 mg (LTS) ein linearer Anstieg der Nettogasbildung und der FFS-Gesamtkonzentrationen nachgewiesen. Dabei weisen die Regressionsgleichungen zur Schätzung der Fermentationsparameter in den meisten Fällen ein Bestimmtheitsmaß von über 90 % auf.

Die Berücksichtigung nicht-linearer Variablen (SEW^2 , SEW^3 , $\log SEW$) verbessert das Bestimmtheitsmaß im Durchschnitt nur um etwa 1 bis 2 %.

Den Gleichungen ist ebenfalls zu entnehmen, dass beim Vergleich beider Inokula die Geraden nahezu die gleichen Steigungen zeigen. Es bedeutet somit, dass unabhängig vom Inokulum pro mg Substrat die gleichen Mengen an Nettogas und an FFS gebildet werden. Bei der Inkubation von Haferkleie sind die Gasbildungswerte bei der Chymusmethode allerdings ab 200 mg (LTS) Einwaagemenge signifikant niedriger als bei der Kotmethode.

Ergebnisse

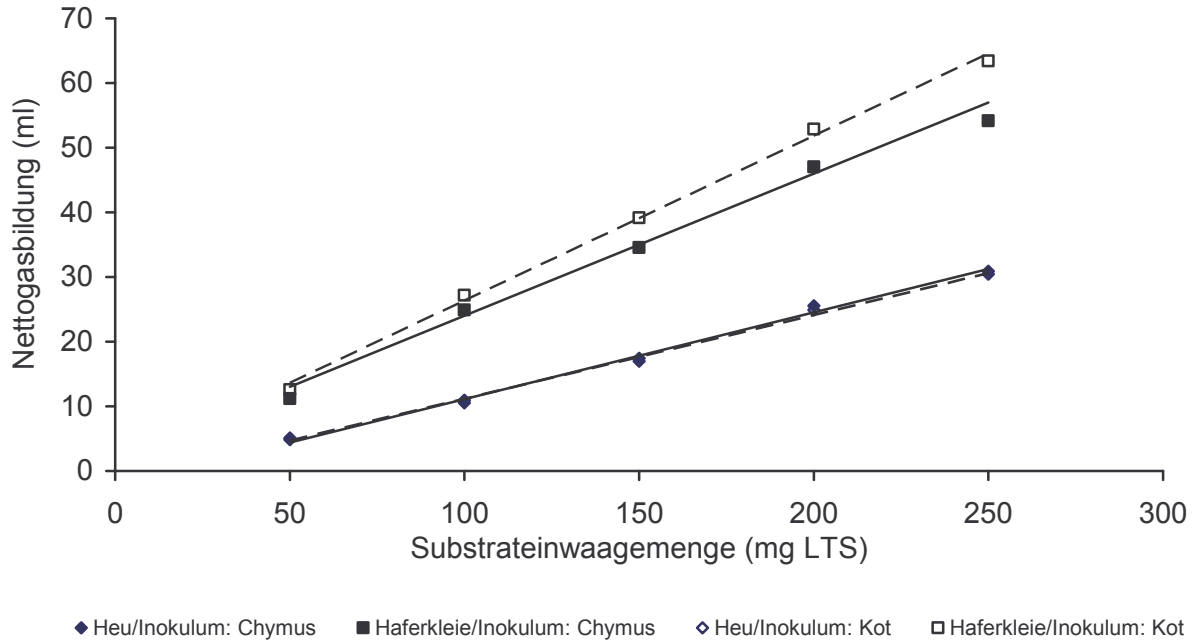


Abbildung 4: Einfluss des Inokulums auf die Nettogasbildung (ml) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen für Heu und Haferkleie (n = 4-6)

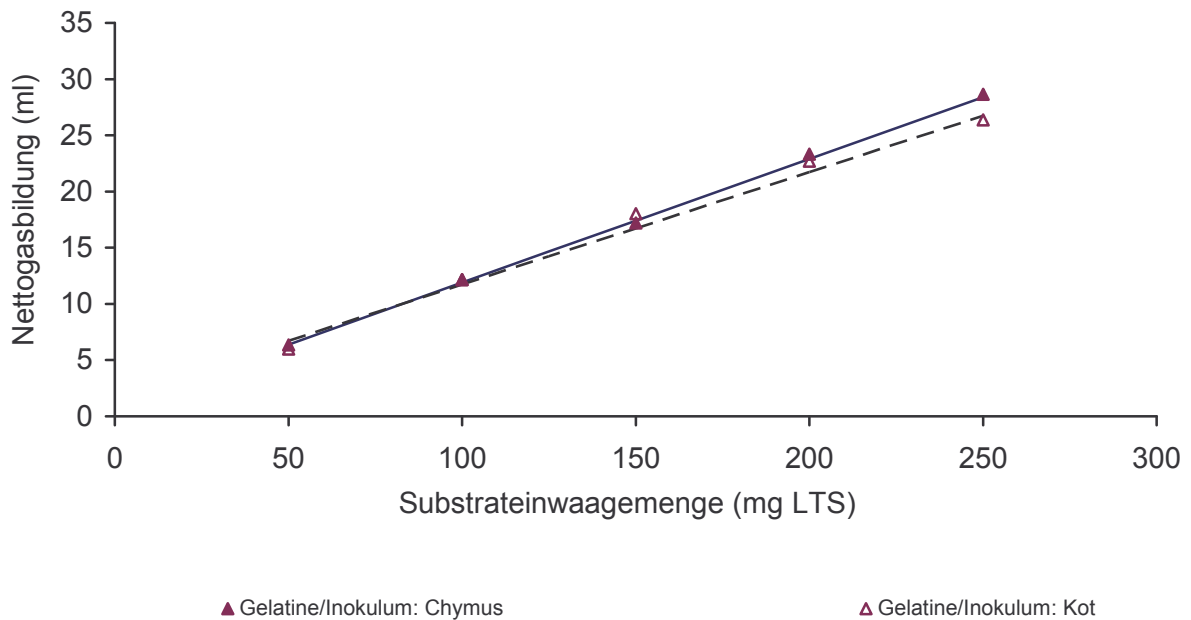


Abbildung 5: Einfluss des Inokulums auf die Nettogasbildung (ml) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen für Gelatine (n = 4-6)

Ergebnisse

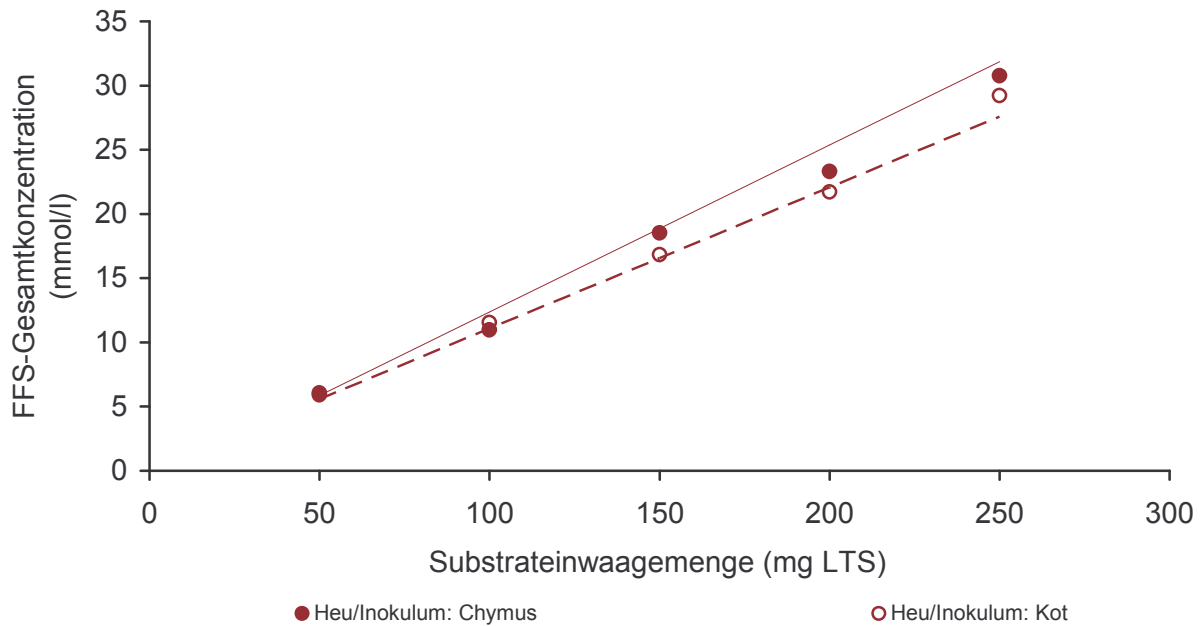


Abbildung 6: Einfluss des Inokulums auf die FFS (mmol/l) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen für Heu (n = 4-6)

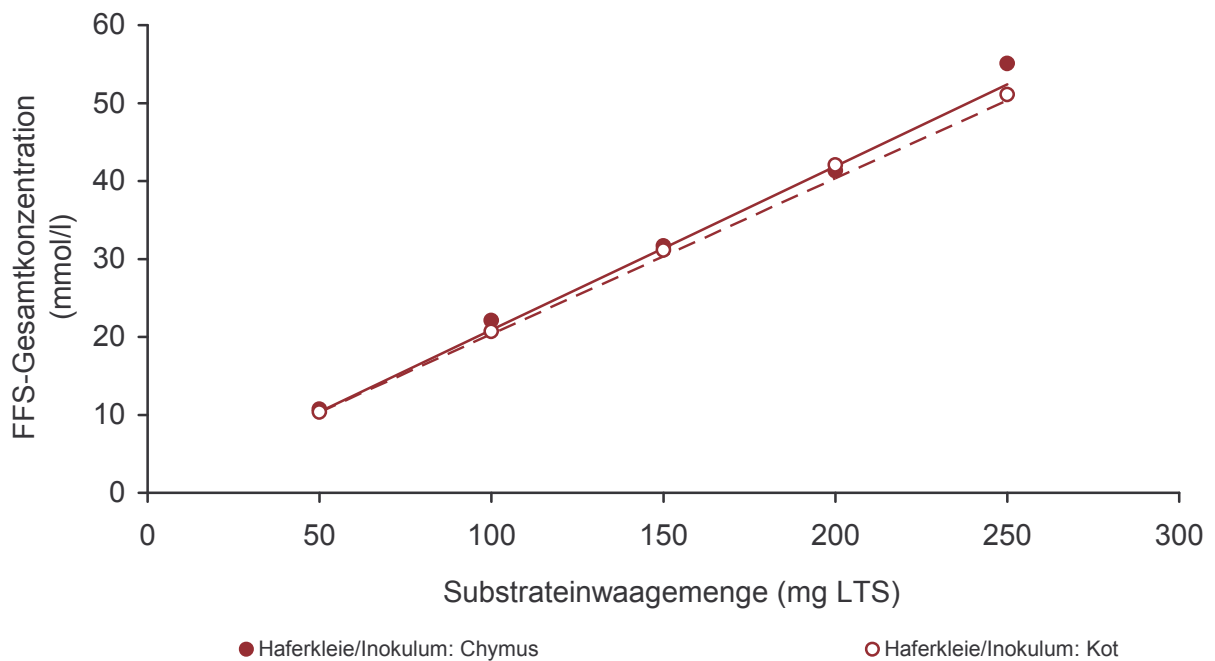


Abbildung 7: Einfluss des Inokulums auf die FFS (mmol/l) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen für Haferkleie (n = 4-6)

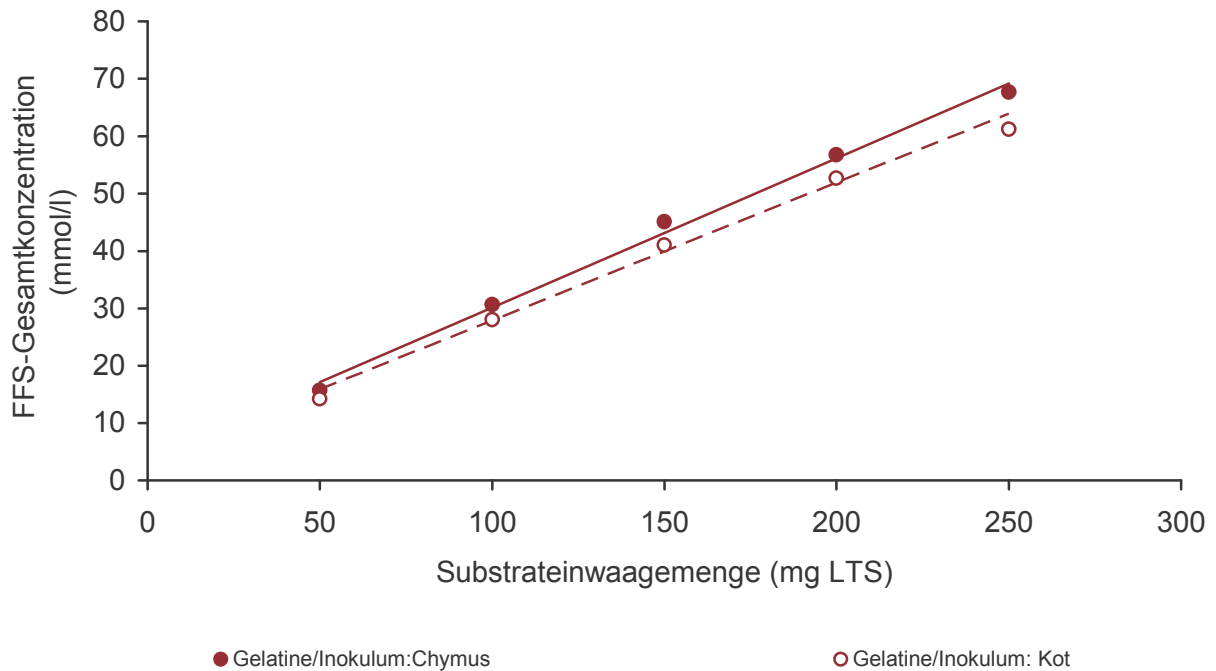


Abbildung 8: Einfluss des Inokulums auf die FFS (mmol/l) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen (mg LTS) für Gelatine (n = 4-6)

4.1.2.2. Fermentationsmuster

Die LSM means und ihre Standardfehler der Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fettsäurenmuster können den Tabellen 16-18 entnommen werden.

Wird die Auswirkung der Inokula auf die Anteile der einzelnen FFS im Fettsäurenmuster überprüft, so sind die gleichen tendenziellen Verschiebungen der Anteile bei den Inkubationen mit Kot als Inokulum gegenüber den Inkubationen mit Chymus als Inokulum wie in dem bereits vorangegangenen Versuch zur Inkubationsdauer zu verzeichnen (siehe 4.1.1.2.).

Bei den Inkubationen mit Kot als Inokulum werden ein tendenzieller Rückgang der C2-Anteile und ein Anstieg der C3-Anteile im Fermentationsmuster beim Abbau von Heu ermittelt. Bei der Fermentation von Haferkleie werden dagegen ein numerischer Anstieg des C3-Anteils und ein geringfügiger Abfall von C4 im Vergleich zu den Inkubationen mit Chymus als Inokulum festgestellt. Die Inkubationen von Gelatine mit Kot als Inokulum bewirken einen leichten Abfall des C2-Anteils und einen

Ergebnisse

signifikanten Anstieg von C5 bei den Substrateinwaagen von 50 mg und 100 mg gegenüber den Inkubationen mit Chymus.

Die Anteile der einzelnen FFS im Fermentationsmuster verändern sich nicht signifikant mit steigender Substrateinwaagemenge bei der Inkubation verschiedener Substrate. Ein tendenzieller Rückgang der C2- und C3-Anteile zugunsten von C4 wird jedoch bei der Inkubation von Gelatine beobachtet.

Tabelle 16: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Substrateinwaagemengen (SEW mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Heu (n = 5-6)

		Substrateinwaagemenge (SEW)					
	Inokulum	50 mg	100 mg	150 mg	200 mg	250 mg	SE ¹
C2	Chymus	65,77 ^{aA}	66,06 ^{aA}	65,81 ^{aA}	65,86 ^{aA}	64,52 ^{aA}	±0,69
	Kot	62,69 ^{aA}	61,98 ^{aA}	62,40 ^{aA}	62,11 ^{aA}	61,77 ^{aA}	±0,69
C3	Chymus	24,80 ^{aA}	25,37 ^{aA}	25,26 ^{aA}	24,77 ^{aA}	26,72 ^{aA}	±1,00
	Kot	30,23 ^{aA}	30,93 ^{aA}	30,03 ^{aA}	29,82 ^{aA}	29,38 ^{aA}	±1,00
C4	Chymus	7,97 ^{aA}	7,39 ^{aA}	7,24 ^{aA}	7,76 ^{aA}	7,51 ^{aA}	±1,24
	Kot	5,75 ^{aA}	5,58 ^{aA}	5,68 ^{aA}	6,14 ^{aA}	6,31 ^{aA}	±1,24
C4i	Chymus	0,60 ^{aA}	0,47 ^{aA}	0,49 ^{aA}	0,48 ^{aA}	0,48 ^{aA}	±0,05
	Kot	0,37 ^{aA}	0,44 ^{aA}	0,44 ^{aA}	0,43 ^{aA}	0,48 ^{aA}	±0,05
C5	Chymus	0,49 ^{aA}	0,40 ^{aA}	0,81 ^{aA}	0,72 ^{aA}	0,72 ^{aA}	±0,29
	Kot	0,48 ^{aA}	0,88 ^{aA}	0,96 ^{aA}	0,96 ^{aA}	1,09 ^{aA}	±0,29
C5i	Chymus	0,36 ^{aA}	0,25 ^{aA}	0,38 ^{aA}	0,32 ^{aA}	0,40 ^{aA}	±0,09
	Kot	0,12 ^{aA}	0,28 ^{aA}	0,29 ^{aA}	0,29 ^{aA}	0,39 ^{aA}	±0,09

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*SEW;

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Substrateinwaagemengen innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

Ergebnisse

Tabelle 17: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Substrateinwaagemengen (SEW mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Haferkleie (n = 5-6)

		Substrateinwaagemenge (SEW)					
	Inokulum	50 mg	100 mg	150 mg	200 mg	250 mg	SE ¹
C2	Chymus	61,03 ^{aA}	60,76 ^{aA}	60,00 ^{aA}	59,72 ^{aA}	59,43 ^{aA}	±0,69
	Kot	59,91 ^{aA}	59,27 ^{aA}	59,40 ^{aA}	57,64 ^{aA}	58,68 ^{aA}	±0,70*
C3	Chymus	24,71 ^{aA}	25,03 ^{aA}	26,30 ^{aA}	27,33 ^{aA}	27,83 ^{aA}	±1,00
	Kot	30,11 ^{aA}	29,71 ^{aA}	30,19 ^{aA}	30,65 ^{aA}	31,14 ^{aA}	±1,00*
C4	Chymus	12,81 ^{aA}	12,72 ^{aA}	12,12 ^{aA}	11,52 ^{aA}	11,28 ^{aA}	±1,24
	Kot	8,88 ^{aA}	9,09 ^{aA}	8,22 ^{aA}	10,14 ^{aA}	8,68 ^{aA}	±1,25*
C4i	Chymus	0,58 ^{aA}	0,55 ^{aA}	0,52 ^{aA}	0,46 ^{aA}	0,42 ^{aA}	±0,05
	Kot	0,60 ^{aA}	0,62 ^{aA}	0,55 ^{aA}	0,56 ^{aA}	0,45 ^{aA}	±0,05
C5	Chymus	0,01 ^{aA}	0,07 ^{aA}	0,12 ^{aA}	0,13 ^{aA}	0,20 ^{aA}	±0,29
	Kot	0,09 ^{aA}	0,32 ^{aA}	0,41 ^{aA}	0,46 ^{aA}	0,42 ^{aA}	±0,29*
C5i	Chymus	1,07 ^{aA}	0,97 ^{aA}	0,95 ^{aA}	0,82 ^{aA}	0,73 ^{aA}	±0,09
	Kot	0,90 ^{aA}	0,93 ^{aA}	0,86 ^{aA}	0,85 ^{aA}	0,67 ^{aA}	±0,09*

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*SEW; *SE = Mittelwert der Standardfehler;

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Substrateinwaagemengen innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

Ergebnisse

Tabelle 18: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Substrateinwaagemengen (SEW mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Gelatine (n = 5-6)

		Substrateinwaagemenge (SEW)					SE ¹
Inokulum		50 mg	100 mg	150 mg	200 mg	250 mg	
C2	Chymus	64,04 ^{aA}	64,38 ^{aA}	63,68 ^{aA}	62,77 ^{aA}	62,18 ^{aA}	±0,69
	Kot	60,63 ^{aA}	60,57 ^{aA}	59,88 ^{aA}	59,27 ^{aA}	58,18 ^{aA}	±0,69
C3	Chymus	12,03 ^{aA}	10,02 ^{aA}	8,95 ^{aA}	8,52 ^{aA}	7,88 ^{aA}	±1,00
	Kot	10,78 ^{aA}	9,64 ^{aA}	8,88 ^{aA}	8,28 ^{aA}	7,72 ^{aA}	±1,00
C4	Chymus	5,24 ^{aA}	5,74 ^{aA}	6,45 ^{aA}	7,33 ^{aA}	7,90 ^{aA}	±1,24
	Kot	6,99 ^{aA}	7,69 ^{aA}	8,56 ^{aA}	9,19 ^{aA}	9,87 ^{aA}	±1,24
C4i	Chymus	1,60 ^{aA}	1,70 ^{abA}	1,76 ^{abA}	1,84 ^{abA}	1,19 ^{bA}	±0,05
	Kot	1,83 ^{aA}	1,89 ^{abA}	1,94 ^{abA}	2,04 ^{abA}	2,16 ^{bA}	±0,05
C5	Chymus	14,66 ^{aA}	15,59 ^{acA}	16,55 ^{bcA}	17,18 ^{bcA}	17,75 ^{bA}	±0,29
	Kot	17,06 ^{aB}	17,65 ^{abB}	18,05 ^{abA}	18,73 ^{abA}	19,22 ^{bA}	±0,29
C5i	Chymus	2,39 ^{aA}	2,49 ^{aA}	2,47 ^{aA}	2,39 ^{aA}	2,38 ^{aA}	±0,09
	Kot	2,46 ^{aA}	2,40 ^{aA}	2,46 ^{aA}	2,38 ^{aA}	2,57 ^{aA}	±0,09

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*SEW;

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Substrateinwaagemengen innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

4.1.3. Verdünnung Digesta:Medium

Weiterhin soll geklärt werden, ob im Bereich bestimmter Verdünnungsstufen die mikrobielle Aktivität beider Inokula vergleichbar ist. Hierzu wurden Verdünnungen zwischen 1:25 und 1:220 getestet.

Der signifikante Einfluss der einzelnen Inkubationsfaktoren und der Wechselwirkungen zwischen den Faktoren auf die Fermentationsparameter ist dem Tabellenanhang (Tab. A 6) zu entnehmen.

4.1.3.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen

Die LSMeans und ihre Standardfehler für die Nettogasbildung und die FFS-Gesamtkonzentrationen sind in der Tabelle 19 dargestellt.

Es werden weder hinsichtlich der Nettogasbildung noch hinsichtlich der Produktion der FFS-Gesamtkonzentrationen in Abhängigkeit von dem Inokulum bei variierenden Verdünnungsstufen bei der Inkubation der verschiedenen Substrate signifikante Unterschiede nachgewiesen.

Tendenziell ergeben sich niedrigere Nettogaswerte und FFS-Gesamtkonzentrationen bei hohen Chymusverdünnungen zwischen 1:115 und 1:220.

Signifikante Unterschiede hinsichtlich der Gasbildung in Abhängigkeit von dem Verdünnungsgrad des Inokulums sind beim Abbau von Heu zwischen den Chymusverdünnungsstufen 1:25 und 1:90-1:220 sowie 1:40 und 1:90 als auch beim Abbau von Gelatine zwischen den Chymusverdünnungen 1:25-1:60 und 1:220 gegeben.

Bei der Fermentation mit Kot als Inokulum zeichnet sich ebenfalls ein tendenzieller Abfall der Nettogasbildung und der FFS-Gesamtkonzentrationen mit zunehmender Verdünnungsstufe des Inokulums ab. Die Gasproduktion nimmt bei der Fermentation von Gelatine bei einer Kotverdünnungsstufe 1:220 gegenüber den Verdünnungsstufen 1:25-1:60 signifikant ab. Bei der FFS-Gesamtkonzentrationsbildung ist ein signifikanter Rückgang der Konzentrationen bei

Ergebnisse

einer Kotverdünnungsstufe von 1:200 gegenüber den Verdünnungsstufen von 1:50-1:60 zu verzeichnen.

Tabelle 19: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Verdünnungsstufen (VER) auf die Nettogasbildung (ml) und die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) nach 24 h (n=5-6)

		Nettogasbildung (NG)							
		Verdünnungsstufe (VER)							
	Inokulum	1:25	1:40	1:50	1:60	1:90	1:115	1:220	SE ¹
Heu- standard	Chymus	12,41 ^{aA}	12,00 ^{acA}	11,22 ^{abA}	10,28 ^{abA}	7,94 ^{bA}	8,28 ^{bcA}	8,17 ^{bcA}	±0,61*
	Kot	11,30 ^{aA}	11,94 ^{aA}	10,53 ^{aA}	10,54 ^{aA}	9,09 ^{aA}	9,37 ^{aA}	8,62 ^{aA}	±0,60
Hafer- kleie	Chymus	24,06 ^{aA}	24,36 ^{aA}	25,66 ^{aA}	25,00 ^{aA}	23,53 ^{aA}	23,26 ^{aA}	22,91 ^{aA}	±0,60
	Kot	26,67 ^{aA}	27,71 ^{aA}	26,76 ^{aA}	26,00 ^{aA}	25,34 ^{aA}	25,63 ^{aA}	24,39 ^{aA}	±0,60
Gelatine	Chymus	13,44 ^{aA}	13,02 ^{aA}	13,51 ^{aA}	12,68 ^{aA}	11,47 ^{abA}	10,77 ^{abA}	8,94 ^{bA}	±0,61*
	Kot	12,39 ^{aA}	12,81 ^{aA}	12,36 ^{aA}	12,49 ^{aA}	10,78 ^{abA}	10,69 ^{abA}	7,73 ^{bA}	±0,60*

		FFS-Gesamtkonzentration (FFS)							
		Verdünnungsstufe (VER)							
	Inokulum	1:25	1:40	1:50	1:60	1:90	1:115	1:220	SE ¹
Heu- standard	Chymus	12,07 ^{aA}	13,80 ^{aA}	12,96 ^{aA}	12,40 ^{aA}	11,86 ^{aA}	11,86 ^{aA}	9,00 ^{aA}	±1,16*
	Kot	10,91 ^{aA}	10,31 ^{aA}	11,86 ^{aA}	12,34 ^{aA}	10,20 ^{aA}	11,42 ^{aA}	10,37 ^{aA}	±1,13
Hafer- kleie	Chymus	21,62 ^{aA}	20,29 ^{aA}	20,82 ^{aA}	22,32 ^{aA}	20,57 ^{aA}	20,08 ^{aA}	17,48 ^{aA}	±1,13
	Kot	20,13 ^{aA}	20,13 ^{aA}	20,20 ^{aA}	21,44 ^{aA}	18,95 ^{aA}	16,84 ^{aA}	16,31 ^{aA}	±1,13
Gelatine	Chymus	30,98 ^{aA}	26,13 ^{aA}	28,23 ^{aA}	30,01 ^{aA}	28,69 ^{aA}	28,91 ^{aA}	25,08 ^{aA}	±1,16*
	Kot	27,55 ^{abA}	27,60 ^{abA}	30,03 ^{aA}	28,84 ^{aA}	25,81 ^{abA}	25,80 ^{abA}	20,57 ^{bA}	±1,12*

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*VER; *SE = Mittelwert der Standardfehler

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Verdünnungsstufen innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula; p ≤ 0,05

4.1.3.2. Fermentationsmuster

Die LSMeans der Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fermentationsmuster sowie deren Standardfehler sind den Tabellen 20-22 zu entnehmen.

Wird Heu mit Chymus als Inokulum inkubiert, so kann im Bereich der Inokulumverdünnungsstufe 1:60 ein signifikant niedrigerer C3-Anteil im

Ergebnisse

Fettsäurenmuster im Vergleich zu den Inkubationen mit Kot als Inokulum ermittelt werden. Allgemein werden eine tendenzielle Zunahme der C2-Anteile sowie ein geringer Abfall der C3-Anteile im Fermentationsmuster im Bereich der verschiedenen Verdünnungsstufen beobachtet, wenn Chymus als Inokulum im Vergleich zu Kot Anwendung findet.

Es werden keine signifikanten Unterschiede zwischen den einzelnen Verdünnungsstufen innerhalb eines Inokulums nachgewiesen.

Tabelle 20: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Verdünnungsstufen (VER) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Heu (n = 5-6)

		Verdünnungsstufe (VER)							SE ¹
	Inokulum	1:25	1:40	1:50	1:60	1:90	1:115	1:220	
C2	Chymus	66,70 ^{aA}	68,13 ^{aA}	67,49 ^{aA}	68,64 ^{aA}	67,44 ^{aA}	67,83 ^{aA}	69,15 ^{aA}	±0,87*
	Kot	65,33 ^{aA}	64,36 ^{aA}	63,23 ^{aA}	63,27 ^{aA}	64,71 ^{aA}	62,74 ^{aA}	65,74 ^{aA}	±0,86
C3	Chymus	22,51 ^{aA}	22,19 ^{aA}	22,60 ^{aA}	22,53 ^{aA}	23,74 ^{aA}	23,80 ^{aA}	23,31 ^{aA}	±0,87*
	Kot	26,75 ^{aA}	28,02 ^{aA}	28,85 ^{aA}	29,40 ^{aB}	28,17 ^{aA}	29,32 ^{aA}	26,71 ^{aA}	±0,86
C4	Chymus	8,64 ^{aA}	7,15 ^{aA}	7,28 ^{aA}	7,02 ^{aA}	6,64 ^{aA}	6,18 ^{aA}	6,02 ^{aA}	±0,67*
	Kot	6,93 ^{aA}	6,27 ^{aA}	5,81 ^{aA}	5,08 ^{aA}	5,31 ^{aA}	5,34 ^{aA}	5,66 ^{aA}	0,66
C4i	Chymus	0,57 ^{aA}	0,68 ^{aA}	0,64 ^{aA}	0,50 ^{aA}	0,60 ^{aA}	0,57 ^{aA}	0,33 ^{aA}	±0,09
	Kot	0,21 ^{aA}	0,31 ^{aA}	0,61 ^{aA}	0,66 ^{aA}	0,37 ^{aA}	0,55 ^{aA}	0,55 ^{aA}	±0,09
C5	Chymus	1,09 ^{aA}	1,11 ^{aA}	1,14 ^{aA}	0,90 ^{aA}	1,12 ^{aA}	1,08 ^{aA}	0,81 ^{aA}	±0,43*
	Kot	0,76 ^{aA}	0,92 ^{aA}	1,02 ^{aA}	0,96 ^{aA}	0,57 ^{aA}	1,02 ^{aA}	0,95 ^{aA}	±0,42
C5i	Chymus	0,46 ^{aA}	0,70 ^{aA}	0,80 ^{aA}	0,40 ^{aA}	0,46 ^{aA}	0,54 ^{aA}	0,39 ^{aA}	±0,32*
	Kot	0,10 ^{aA}	0,07 ^{aA}	0,50 ^{aA}	0,61 ^{aA}	0,84 ^{aA}	1,06 ^{aA}	0,38 ^{aA}	±0,32

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*VER; *SE = Mittelwert der Standardfehler;

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Verdünnungsstufen innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula; p ≤ 0,05

Werden bei der Inkubation von Haferkleie Chymus und Kot als Inokula hinsichtlich des Fettsäurenmusters in Abhängigkeit von der Inokulumverdünnungsstufe verglichen, ergibt sich ein Anstieg der C3-Anteile und ein Rückgang der C4-Anteile,

Ergebnisse

wenn die Inkubationen mit Kot als Inokulum durchgeführt werden. Im Bereich der Verdünnungsstufe 1:40 ist der C3-Anteil signifikant höher und im Bereich der Verdünnungsstufen 1:25 und 1:40 sind die C4-Anteile signifikant niedriger gegenüber den Inkubationen mit Chymus als Inokulum.

Auch bei der *in vitro*-Fermentation von Haferkleie werden keine signifikanten Unterschiede zwischen der unterschiedlichen Verdünnungsstufen innerhalb eines Inokulums, Chymus oder Kot, beobachtet.

Tabelle 21: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Verdünnungsstufen (VER) auf das Fettsäuremuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Haferkleie (n = 5-6)

		Verdünnungsstufe (VER)							
Inokulum		1:25	1:40	1:50	1:60	1:90	1:115	1:220	SE ¹
C2	Chymus	60,04 ^{aA}	60,99 ^{aA}	62,99 ^{aA}	61,68 ^{aA}	61,97 ^{aA}	61,81 ^{aA}	63,25 ^{aA}	±0,86
	Kot	58,56 ^{aA}	58,12 ^{aA}	59,99 ^{aA}	60,47 ^{aA}	60,47 ^{aA}	61,16 ^{aA}	60,54 ^{aA}	±0,86
C3	Chymus	24,61 ^{aA}	22,46 ^{aA}	24,05 ^{aA}	26,03 ^{aA}	24,92 ^{aA}	27,03 ^{aA}	24,77 ^{aA}	±0,86
	Kot	30,39 ^{aA}	30,70 ^{aB}	28,30 ^{aA}	28,17 ^{aA}	28,63 ^{aA}	27,37 ^{aA}	29,78 ^{aA}	±0,86
C4	Chymus	13,99 ^{abA}	14,66 ^{aA}	11,45 ^{abA}	10,76 ^{abA}	11,99 ^{aAb}	10,13 ^{bA}	10,87 ^{abA}	±0,66
	Kot	9,71 ^{aB}	9,41 ^{aB}	9,84 ^{aA}	9,57 ^{aA}	9,66 ^{aA}	9,75 ^{aA}	8,81 ^{aA}	±0,66
C4i	Chymus	0,57 ^{aA}	0,58 ^{aA}	0,47 ^{aA}	0,51 ^{aA}	0,41 ^{aA}	0,32 ^{aA}	0,34 ^{aA}	±0,09
	Kot	0,46 ^{aA}	0,60 ^{aA}	0,65 ^{aA}	0,60 ^{aA}	0,34 ^{aA}	0,43 ^{aA}	0,30 ^{aA}	±0,09
C5	Chymus	0,37 ^{aA}	0,45 ^{aA}	0,24 ^{aA}	0,16 ^{aA}	0,25 ^{aA}	0,14 ^{aA}	0,09 ^{aA}	±0,42
	Kot	0,24 ^{aA}	0,28 ^{aA}	0,39 ^{aA}	0,29 ^{aA}	0,09 ^{aA}	0,30 ^{aA}	0,08 ^{aA}	±0,42
C5i	Chymus	0,55 ^{aA}	0,87 ^{aA}	0,81 ^{aA}	0,86 ^{aA}	0,59 ^{aA}	0,56 ^{aA}	0,71 ^{aA}	±0,32
	Kot	0,53 ^{aA}	0,89 ^{aA}	0,87 ^{aA}	0,90 ^{aA}	0,78 ^{aA}	1,01 ^{aA}	0,45 ^{aA}	±0,32

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*VER;

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Verdünnungsstufen innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

Die Inkubation von Gelatine mit Chymus als Inokulum führt zu signifikant niedrigeren C5-Anteilen im Fermentationsmuster in den Verdünnungsstufen 1:25 sowie zwischen

Ergebnisse

1:90 und 1:220 gegenüber den Inkubationen mit Kot. Allgemein weisen die Ansätze mit Kot als Inokulum einen tendenziellen Rückgang der C2-Anteile und einen geringen Anstieg der C4-Anteile im Fermentationsmuster.

Beim Abbau von Gelatine wirken sich die getesteten Verdünnungsstufen weder bei der Inkubation mit Chymus noch bei der Inkubation mit Kot als Inokulum auf die Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fermentationsmuster aus.

Tabelle 22: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Verdünnungsstufen (VER) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Gelatine (n = 5-6)

		Verdünnungsstufe (VER)							SE ¹
Inokulum		1:25	1:40	1:50	1:60	1:90	1:115	1:220	
C2	Chymus	64,79 ^{aA}	65,21 ^{aA}	66,10 ^{aA}	65,18 ^{aA}	65,90 ^{aA}	66,94 ^{aA}	64,09 ^{aA}	±0,87*
	Kot	60,63 ^{aA}	61,17 ^{aA}	61,97 ^{aA}	61,77 ^{aA}	60,86 ^{aA}	60,18 ^{aB}	58,95 ^{aA}	±0,86
C3	Chymus	10,58 ^{aA}	9,90 ^{aA}	9,43 ^{aA}	10,40 ^{aA}	9,11 ^{aA}	8,86 ^{aA}	9,57 ^{aA}	±0,87*
	Kot	9,00 ^{aA}	9,21 ^{aA}	10,10 ^{aA}	9,45 ^{aA}	9,04 ^{aA}	9,19 ^{aA}	8,25 ^{aA}	±0,86
C4	Chymus	5,81 ^{aA}	4,41 ^{aA}	4,68 ^{aA}	5,18 ^{aA}	5,50 ^{aA}	4,86 ^{aA}	5,17 ^{aA}	±0,67*
	Kot	8,26 ^{aA}	7,16 ^{aA}	7,18 ^{aA}	6,67 ^{aA}	7,27 ^{aA}	7,56 ^{aA}	7,89 ^{aA}	±0,66
C4i	Chymus	1,58 ^{aA}	1,62 ^{aA}	1,64 ^{aA}	1,66 ^{aA}	1,71 ^{aA}	1,68 ^{aA}	1,88 ^{aA}	±0,09
	Kot	1,66 ^{aA}	1,86 ^{abA}	1,81 ^{abA}	1,87 ^{abA}	1,86 ^{abA}	1,92 ^{abA}	2,27 ^{bA}	±0,09
C5	Chymus	15,06 ^{aA}	16,43 ^{aA}	15,81 ^{aA}	15,17 ^{aA}	15,35 ^{aA}	15,22 ^{aA}	16,70 ^{aA}	±0,43*
	Kot	18,14 ^{abB}	18,35 ^{abA}	16,66 ^{aA}	18,16 ^{abA}	18,37 ^{abB}	18,78 ^{abB}	20,16 ^{bB}	±0,42
C5i	Chymus	2,25 ^{aA}	2,42 ^{aA}	2,30 ^{aA}	2,41 ^{aA}	2,37 ^{aA}	2,41 ^{aA}	2,59 ^{aA}	±0,32*
	Kot	2,26 ^{aA}	2,25 ^{aA}	2,35 ^{aA}	2,10 ^{aA}	2,58 ^{aA}	2,36 ^{aA}	2,53 ^{aA}	±0,32

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination I*S*VER; *SE = Mittelwert der Standardfehler;

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Verdünnungsstufen innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

4.2. In vitro-Inkubation verschiedener Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum

Es wurden verschiedene im Dünndarm schwerverdauliche Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum inkubiert und hinsichtlich der Nettogasbildung sowie der flüchtigen Fettsäuren (Gehalt und Muster) beurteilt.

Zuerst erfolgte ein Vergleich von Pektinen, die in Herkunft und Veresterungsgrad variierten, sowie von Zellulosen mit unterschiedlicher Faserlänge. Anschließend wurde aus diesen Gruppen jeweils ein Substrat ausgewählt und mit den weiteren Kohlenhydraten verglichen.

Im Ergebnisteil wird nur auf das ausgewählte Zitruspektin RsZ sowie die Zellulose mit einer Faserlänge von 300 µm eingegangen. Die LSMMeansvergleiche sowie die Standardfehler aller untersuchten Pektine und Zellulosen können allerdings dem Tabellenanhang (Tab. A 7-A 8) entnommen werden.

Die folgenden Tabellen 23-24 zeigen die FFS-Gesamtkonzentrationen und das Fettsäuremuster der Inkubationen der verschiedenen Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum.

4.2.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen

Bei der Nettogasbildung werden die höchsten Werte bei der *in vitro*-Fermentation des Zitruspektins RsZ und der Zellulose (300 µm) erreicht. Etwas geringere Gasbildung zeigen Inulin aus Zichorie sowie Laktose und Raffinose. Die signifikant niedrigste Gasentwicklung wird bei Inulin aus Topinambur und bei MOS ermittelt.

Die höchsten FFS-Gesamtkonzentrationen werden bei der Inkubation der Rhamnose und des Inulins aus Zichorie gefolgt von Laktose und Raffinose gemessen. Das Inulin aus Topinambur weist dagegen die geringste Konzentration auf. Beim Abbau des Mannanoligosaccharids, des Mannans und des Xylans werden ebenfalls signifikant geringere FFS-Gesamtkonzentrationen im Vergleich zu den anderen Substraten gefunden.

Tabelle 23: Einfluss verschiedener Substrate (100 mg LTS) auf die Nettogasbildung (NG) (ml) und auf die Produktion der FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) nach 24 h (n = 6-8)

Substrate		NG	FFS
Monosaccharide			
Rhamnose		27,24 ^a	31,30 ^a
	SE	0,55±	0,45±
Oligosaccharide			
Laktose		34,28 ^{be}	27,24 ^b
	SE	0,63±	0,52±
Raffinose		34,65 ^{bf}	26,82 ^{be}
	SE	0,63±	0,52±
MOS		19,18 ^c	20,70 ^c
	SE	0,63±	0,52±
Inuline			
Inulin aus Topinambur		11,20 ^d	12,92 ^d
	SE	0,63±	0,52±
Inulin aus Zichorie		35,93 ^{ef}	30,13 ^a
	SE	0,63±	0,52±
Polysaccharide			
Mannan		32,00 ^b	19,12 ^c
	SE	0,63±	0,52±
Xylan		27,88 ^a	21,14 ^c
	SE	0,55±	0,45±
Zellulose (300 µm)		37,48 ^f	24,35 ^{ae}
	SE	0,55±	0,45±
Pektin RsZ		38,89 ^f	23,95 ^e
	SE	0,55±	0,45±

a,b = verschiedene Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Kohlenhydraten; $p \leq 0,05$

4.2.2. Fermentationsmuster

Beim Zitruspektin RsZ lassen sich die signifikant höchsten C2-Anteile im Fettsäurenmuster feststellen. Etwas kleiner ist der C2-Anteil bei Zellulose (300 µm) und Raffinose. Rhamnose und MOS zeigen im Vergleich die signifikant niedrigsten C2-Anteil.

Der C3-Anteil im Fermentationsmuster ist für Rhamnose signifikant am höchsten. Sehr hohe C3-Anteile werden ebenfalls bei Inulin aus Topinambur und Zichorie, Laktose, Xylan und MOS nachgewiesen. Am niedrigsten ist der C3-Anteil beim Zitruspektin RsZ und beim Mannan.

Ergebnisse

Die signifikant höchste C4-Anteil im Fettsäurenmuster läßt sich beim Mannan ermitteln. Ebenfalls hoher C4-Anteil wird beim MOS gemessen. Rhamnose und Zitruspektin RsZ bilden die signifikant niedrigsten C4-Anteile.

Tabelle 24: Einfluss verschiedener Substrate (100 mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h (n = 6-8)

Substrate		C2	C3	C4	C4i	C5	C5i
Monosaccharide							
Rhamnose		45,89 ^a	53,21 ^a	0,78 ^a	0,04 ^a	0,07 ^a	0,02 ^a
	SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	±0,09
Oligosaccharide							
Laktose		62,27 ^{bf}	31,39 ^b	5,53 ^{bf}	0,28 ^a	0,38 ^a	0,26 ^a
	SE	±0,46	±0,43	±0,28	±0,06	±0,13	±0,11
Raffinose		69,98 ^c	24,22 ^c	5,36 ^{bf}	0,20 ^a	0,02 ^a	0,01 ^a
	SE	±0,46	±0,43	±0,28	±0,06	±	±0,11
MOS		55,33 ^d	28,19 ^d	9,00 ^c	2,00 ^b	2,12 ^b	3,35 ^b
	SE	±0,46	±0,43	±0,28	±0,06	±0,13	±0,11
Inuline							
Inulin aus Topinambur		60,61 ^b	33,67 ^e	4,50 ^{bd}	0,29 ^a	0,65 ^a	0,29 ^a
	SE	±0,46	±0,43	±0,28	±0,06	±0,13	±0,11
Inulin aus Zichorie		64,87 ^e	30,83 ^b	3,69 ^d	0,22 ^a	0,29 ^a	0,10 ^a
	SE	±0,46	±0,43	±0,28	±0,06	±0,13	±0,11
Polysaccharide							
Mannan		62,25 ^{bf}	16,43 ^f	20,05 ^e	0,31 ^a	0,64 ^a	0,33 ^a
	SE	±0,46	±0,43	±0,28	±0,06	±0,13	±0,11
Xylan		64,33 ^{ef}	29,34 ^{bd}	6,27 ^f	nn	0,06 ^a	nn*
	SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	±0,09
Zellulose (300 µm)		69,85 ^c	25,13 ^c	4,74 ^d	0,21 ^a	0,07 ^a	nn
	SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	±0,09
Pektin RsZ		85,45 ^g	12,92 ^g	1,48 ^a	0,06 ^a	0,09 ^a	nn
	SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	±0,09

*nn = nicht nachweisbar

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Substraten; p ≤ 0,05

4.3. Untersuchung ausgewählter Fermentationsprodukte *in vivo* und *in vitro* in Abhängigkeit von der Fütterung der Tiere

4.3.1. Einfluss von Mannanoligosaccharid und Pektin *in vivo*

Anhand von 2 unterschiedlichen Versuchsrationen, die Pektin bzw. Mannanoligosaccharid als Zulage enthielten, und einer Kontrollgruppe wurde der Einfluss dieser Zulagen auf Fermentationsprodukte in Form von flüchtigen Fettsäuren, pH-Wert und Trockensubstanzgehalt in Caecum- und Rektumdigesta zu bestimmten Messzeitpunkten nach der Fütterung erfasst.

4.3.1.1. Postprandiale Entwicklung der FFS-Gesamtkonzentrationen und des Fermentationsmusters

Der signifikante Einfluss der einzelnen Faktoren und der Wechselwirkungen zwischen den Faktoren auf die Fermentationsparameter im Caecumchymus und im Kot der Schweine ist im Tabellenanhang (Tab. A 9) dargestellt.

Caecumchymus:

FFS-Gesamtkonzentrationen

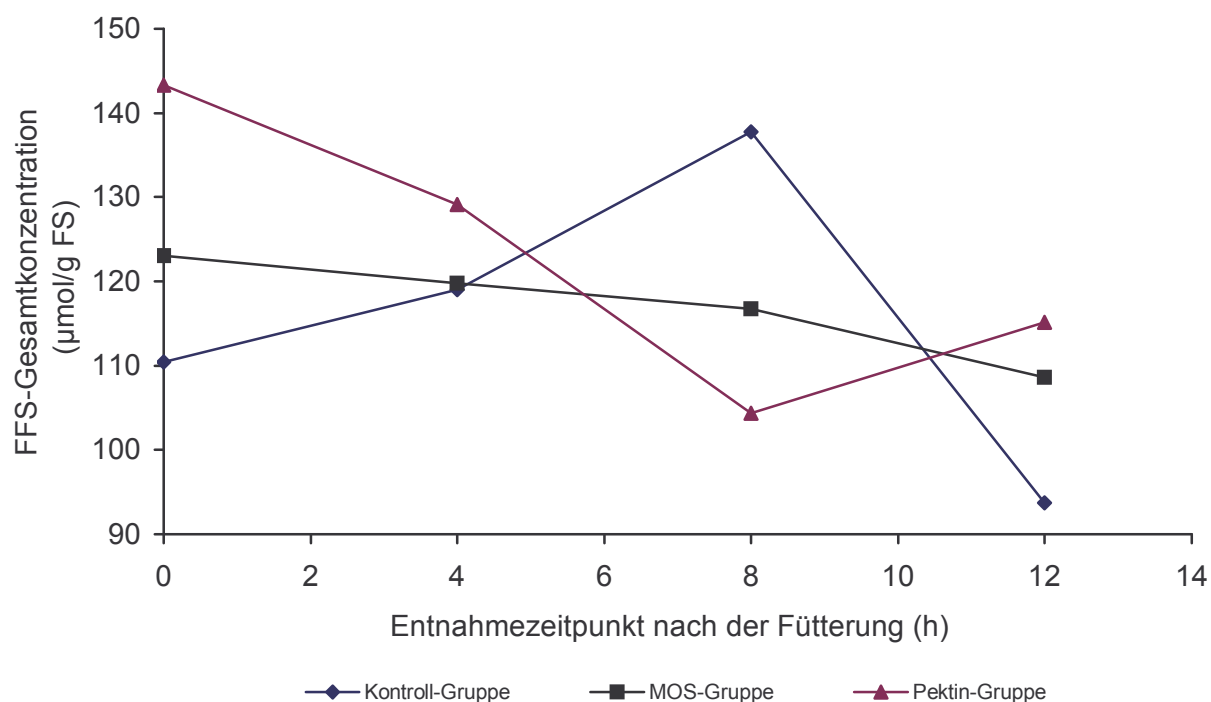
Die in der Abbildung 9 dargestellten LSMeans der FFS-Gesamtkonzentrationen sowie die dazugehörigen Standardfehler können dem Tabellenanhang (Tab. A 10) entnommen werden.

Im Caecumchymus der Kontrollgruppe kann ein signifikanter Anstieg der FFS-Konzentration vor der Fütterung bis 8 h ppr nachgewiesen werden. Anschließend erfolgt ein Abfall der Konzentration und erreicht damit den tendenziell niedrigsten Wert während der gesamten Sammelperiode.

Bei der MOS-Gruppe wird die numerisch höchste FFS-Konzentration zu Beginn der Chymusentnahme gemessen. Bis 12 h ppr wird ein gemäßiger aber kontinuierlicher Abfall der Konzentrationen beobachtet.

Der postprandiale Konzentrationsverlauf der FFS im Caecumchymus der Pektin-Gruppe verläuft gegenläufig zu der Kontrollgruppe. Hier werden die höchsten

FFS-Werte 0 h ppr gemessen. Bis 8 h ppr fällt die Konzentration, um wieder bis 12 h ppr anzusteigen.



0 h = Probenahme vor der Fütterung; 4 h = Sammelintervall von 0-4 h ppr; 8 h = Sammelintervall von 4-8 h ppr; 12 h = Sammelintervall von 8-12 h ppr

Abbildung 9: Postprandialer Entwicklung der FFS-Gesamtkonzentration ($\mu\text{mol/g FS}$) im Chymus verschiedener Fütterungsgruppen (n = 12-18)

Fermentationsmuster

Die LSMeans sowie deren Standardfehler der Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fermentationsmuster sind in den Tabellen 25-26 verzeichnet.

Im Caecumchymus der Kontrollgruppe kommt es bis 8 h ppr zu einem tendenziellen Rückgang der C2- und C5i-Anteile sowie einem signifikanten Abfall des C4i zugunsten von C3 und C4 im Fermentationsmuster. 12 h ppr steigen die C2-, C4i und C5i-Anteil dagegen signifikant an und die Anteile an C3, C4 und C5 im Fettsäurenmuster gehen signifikant zurück.

Die C2-Anteile im Fermentationsmuster im Caecumchymus der MOS-Gruppe scheinen bis 12 h ppr leicht anzusteigen und die C5-Anteile signifikant abzufallen. Die C3-Anteile verzeichnen zwischen 4 h und 8 h ppr einen minimalen Rückgang.

Die Anteile an C4, C4i und C5i im Fettsäurenmuster bleiben postprandial unbeeinflusst.

Im Caecumchymus der Pektingruppe kommt es 8 h ppr zu einem signifikanten Anstieg des C2-Anteils zum Nachteil von den Anteilen an C3, C4 und C5 im Fermentationsmuster. 12 h ppr wird dagegen ein signifikanter Abfall des C2- und des C5-Anteils zugunsten von C3 im Fermentationsmuster verzeichnet. Ein postprandialer Einfluss auf die C4i- und C5i-Anteile im Fermentationsmuster wird nicht ermittelt.

Tendenziell führt die MOS-Zulage im Caecumchymus zu niedrigen C2-Anteilen und hohen C3-Anteilen im Fermentationsmuster im Vergleich zur Kontrolle und der Pektinzulage. Die C4-, C4i-, C5- und C5i-Anteile bleiben von der Zulage unbeeinflusst.

Die Pektinzulage bewirkt 0 h ppr einen signifikanten Anstieg der C4-Anteile im Fermentationsmuster im Vergleich zur Kontrolle sowie 8 h ppr einen signifikanten Anstieg der C2-Anteile zum Nachteil von C3 im Fermentationsmuster im Vergleich zu der Kontroll- und der MOS-Gruppe. Eine Auswirkung auf die C4i-, C5- und C5i-Anteile wird nicht beobachtet.

Ergebnisse

Tabelle 25: Einfluss der Fütterung auf das Fettsäurenmuster des Acetats, Propionats und Butyrats (mmol/100 mmol) im Chymus und im Kot in Abhängigkeit vom Entnahmezeitpunkt (h) nach der Fütterung (n = 12-18)

		Entnahmezeitpunkt (h ppr)			
Ration		0 h	0-4 h	4-8 h	8-12 h
Caecumchymus:					
C2	Kontrolle	66,48 ^{abA1}	67,37 ^{abA1}	64,57 ^{aA1}	69,92 ^{baA1}
	MOS	63,61 ^{aA1}	65,97 ^{aA1}	66,36 ^{aA1}	66,26 ^{aA1}
	Pektin	65,58 ^{aA1}	67,33 ^{acA1}	76,05 ^{baA2}	71,12 ^{caA1}
	SE ¹	±1,22	±1,25*	±1,30*	±1,32*
C3	Kontrolle	24,36 ^{abA1}	23,80 ^{abA1}	25,82 ^{aA1}	21,71 ^{baA1}
	MOS	25,92 ^{aA1}	24,75 ^{aA1}	24,38 ^{aA1}	25,03 ^{aA1}
	Pektin	22,68 ^{aA1}	22,46 ^{aA1}	15,98 ^{baA2}	20,68 ^{aA1}
	SE ¹	±1,23	±1,25*	±1,30*	±1,31*
C4	Kontrolle	7,07 ^{abA1}	6,91 ^{abA1}	8,03 ^{aA1}	6,38 ^{baA1}
	MOS	7,99 ^{aA12}	7,26 ^{aA1}	7,65 ^{aA1}	6,93 ^{aA1}
	Pektin	9,65 ^{aA2}	8,49 ^{abA1}	7,06 ^{baA1}	7,10 ^{baA1}
	SE ¹	±0,52	±0,53*	±0,55*	±0,55*
Kot:					
C2	Kontrolle	63,92 ^{aA1}	64,32 ^{aA1}	64,36 ^{aA1}	64,05 ^{aB1}
	MOS	61,75 ^{aA1}	61,78 ^{abA1}	62,46 ^{abA1}	61,31 ^{abA1}
	Pektin	60,24 ^{abA1}	60,66 ^{abA1}	61,21 ^{abA1}	60,03 ^{abA1}
	SE ¹	±1,27*	±1,30*	±1,26*	±1,27*
C3	Kontrolle	21,67 ^{aA1}	21,6 ^{aA1}	21,51 ^{aA1}	21,43 ^{aA1}
	MOS	23,58 ^{aA1}	22,81 ^{aA1}	23,01 ^{aA1}	23,42 ^{aA1}
	Pektin	24,37 ^{aA1}	24,12 ^{aA1}	23,97 ^{abA1}	24,00 ^{aA1}
	SE ¹	±1,27*	±1,30*	±1,26*	±1,27*
C4	Kontrolle	8,15 ^{aA1}	7,78 ^{aA1}	7,64 ^{aA1}	8,05 ^{aA1}
	MOS	8,49 ^{aA1}	8,89 ^{aA1}	8,23 ^{aA1}	8,80 ^{aA1}
	Pektin	8,82 ^{aA1}	8,72 ^{aA1}	8,29 ^{aA1}	9,12 ^{aA1}
	SE ¹	±0,54*	±0,55*	±0,54*	±0,54*

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination D*R*Ezpp; *SE = Mittelwert der Standardfehler

a, b = unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Entnahmezeitpunkten innerhalb einer Ration

A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen Chymus und Kot innerhalb einer Ration

1, 2 = unterschiedliche Zahlen kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Rationen; p ≤ 0,05

Ergebnisse

Tabelle 26: Einfluss der Fütterung auf das Fettsäurenmuster des iso-Butyrats, Valeriats und iso-Valeriats (mmol/100 mmol) im Chymus und im Kot in Abhängigkeit vom Entnahmezeitpunkt (h) nach der Fütterung (n = 12-18)

		Entnahmezeitpunkt (h ppr)			
Ration		0 h	0-4 h	4-8 h	8-12 h
Caecumchymus:					
C4i	Kontrolle	0,56 ^{aA1}	0,54 ^{aA1}	0,37 ^{bA1}	0,60 ^{aA1}
	MOS	0,59 ^{aA1}	0,53 ^{aA1}	0,44 ^{aA1}	0,50 ^{aA1}
	Pektin	0,44 ^{aA1}	0,47 ^{aA1}	0,26 ^{aA1}	0,40 ^{aA1}
	SE ¹	±0,08	±0,08	±0,08*	±0,08*
C5	Kontrolle	0,90 ^{aA1}	0,76 ^{abA1}	0,76 ^{abA1}	0,47 ^{bA1}
	MOS	1,23 ^{aA1}	0,82 ^{bA1}	0,58 ^{bA1}	0,59 ^{bA1}
	Pektin	1,19 ^{aA1}	0,86 ^{acA1}	0,42 ^{bA1}	0,47 ^{bcA1}
	SE ¹	±0,15	±0,15*	±0,16*	±0,16
C5i	Kontrolle	0,63 ^{abA1}	0,62 ^{abA1}	0,47 ^{aA1}	0,91 ^{bA1}
	MOS	0,66 ^{aA1}	0,63 ^{aA1}	0,60 ^{aA1}	0,70 ^{aA1}
	Pektin	0,45 ^{aA1}	0,49 ^{aA1}	0,41 ^{aA1}	0,44 ^{aA1}
	SE ¹	±0,11	±0,12	±0,12	±0,12
Kot:					
C4i	Kontrolle	1,91 ^{ab1}	1,94 ^{ab1}	2,03 ^{ab1}	2,01 ^{ab1}
	MOS	1,82 ^{ab1}	1,92 ^{ab1}	1,89 ^{ab1}	1,95 ^{ab1}
	Pektin	1,99 ^{ab1}	1,99 ^{ab1}	2,03 ^{ab1}	2,13 ^{ab1}
	SE ¹	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08
C5	Kontrolle	1,67 ^{ab1}	1,64 ^{ab1}	1,66 ^{ab1}	1,72 ^{ab1}
	MOS	1,84 ^{ab1}	1,92 ^{ab1}	1,79 ^{ab1}	1,86 ^{ab1}
	Pektin	1,84 ^{ab1}	1,82 ^{ab1}	1,76 ^{ab1}	1,84 ^{ab1}
	SE ¹	±0,16	±0,16	±0,15*	±0,16*
C5i	Kontrolle	2,66 ^{ab1}	2,68 ^{ab1}	2,79 ^{ab1}	2,75 ^{ab1}
	MOS	2,49 ^{ab1}	2,68 ^{ab1}	2,61 ^{ab1}	2,68 ^{ab1}
	Pektin	2,71 ^{ab1}	2,69 ^{ab1}	2,73 ^{ab1}	2,87 ^{ab1}
	SE ¹	±0,12	±0,12	±0,12*	±0,12

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination D*R*Ezpp; *SE = Mittelwert der Standardfehler

a, b = unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Entnahmezeitpunkten innerhalb einer Ration

A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen Chymus und Kot innerhalb einer Ration

1, 2 = unterschiedliche Zahlen kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Rationen; p ≤ 0,05

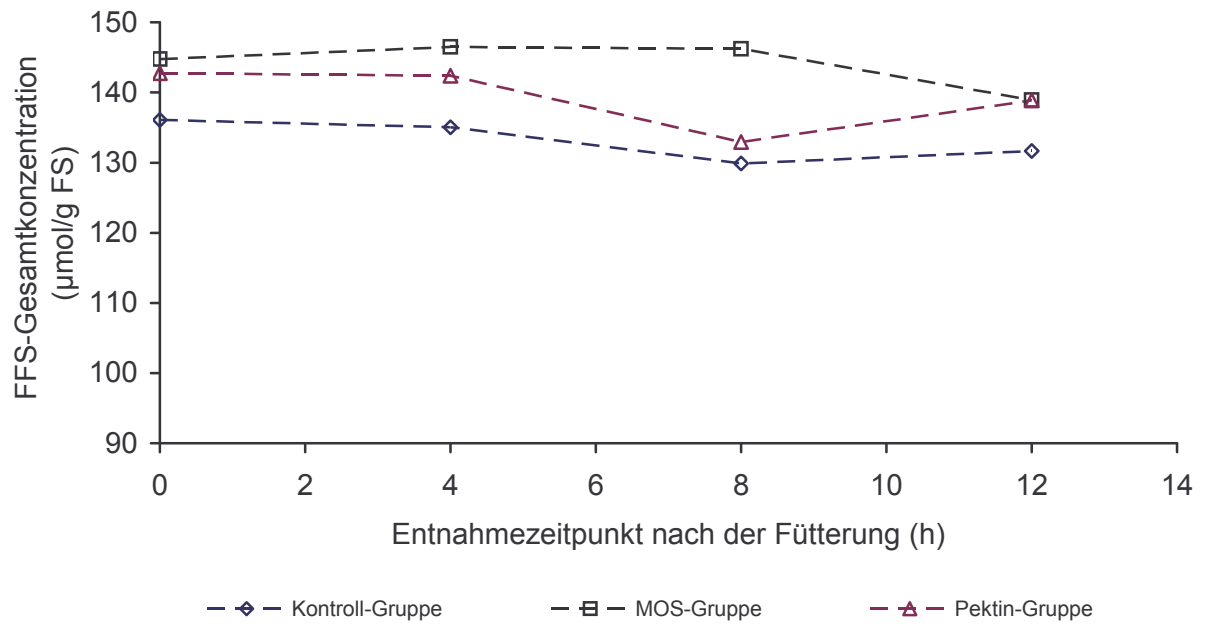
Kot:

FFS-Gesamtkonzentrationen

Die in der Abbildung 10 verzeichneten LSMeans der Konzentrationen der flüchtigen Fettsäuren im Kot der Tiere sowie deren Standardfehler finden sich im Tabellenanhang (Tab. A 10).

Die postprandiale Entwicklung der FFS-Gesamtkonzentrationen im Kot der Schweine unterliegt bei allen drei Fütterungsgruppen nur geringen Schwankungen. Die Konzentrationen im Kot der Kontroll- und der Pektingruppe zeigen einen leichten Abfall der Werte bis 8 h ppr um bis zu 12 h ppr wieder anzusteigen. Im Kot der MOS-Gruppe wird dagegen ein minimaler kontinuierlicher Abfall bis 12 h ppr ermittelt. Es werden jedoch keine signifikanten Auswirkungen des Entnahmezeitpunktes auf die Konzentrationen der FFS im Kot der Tiere festgestellt.

Die Konzentrationen der FFS im Kot der Kontrollgruppe weisen im gesamten postprandialen Verlauf die tendenziell geringsten Werte im Vergleich zu den Konzentrationen, die im Kot der MOS- und Pektingruppe gemessen werden. Signifikante Differenzen hinsichtlich der FFS-Gesamtkonzentrationen in Abhängigkeit von der Ration können nicht nachgewiesen werden.



0 h = Probennahme vor der Fütterung; 4 h = Sammelintervall von 0-4 h ppr; 8 h = Sammelintervall von 4-8 h ppr;
12 h = Sammelintervall von 8-12 h ppr

Abbildung 10: Postprandialer FFS-Konzentrationsverlauf ($\mu\text{mol/g FS}$) im Kot verschiedener Fütterungsgruppen (n = 12-18)

Fermentationsmuster

Die Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fettsäurenmuster sowie deren Standardfehler können den Tabellen 25-26 entnommen werden.

Das Fermentationsmuster im Kot der Kontrollgruppe sowie im Kot der Versuchsgruppen wird postprandial nicht beeinflusst.

Die Kontrollgruppe weist im Vergleich zu den Versuchsgruppen die tendenziell höchsten C2- sowie die niedrigsten C3- und C4-Werte im Fettsäurenmuster auf. Die Pektingruppe zeigt dagegen die numerisch niedrigsten C2- und die höchsten C3- sowie C4-Anteile. Die C2-Anteile im Fermentationsmuster im Kot der MOS-Gruppe liegen dazwischen. Die C4i-, C5- und C5i-Anteile im Fettsäurenmuster erreichen bei allen Fütterungsgruppen ähnliche Werte.

Vergleich zwischen Caecumchymus und Kot:

Allgemein werden im Chymus der Versuchstiere tendenziell niedrigere FFS-Gesamtkonzentrationen als im Kot gemessen.

Beim Vergleich des Fettsäurenmusters zwischen den beiden Digesta werden im Chymus der Kontrollgruppe 12 h ppr, der MOS-Gruppe ab der 4 h ppr und im Chymus der Pektingruppe zu allen Entnahmezeitpunkten signifikant höhere C2-Anteile im Fermentationsmuster als im Kot der jeweiligen Fütterungsgruppe nachgewiesen. Für die C3-Anteile können im Chymus der Pektingruppe 8 h ppr signifikant niedrigere sowie während der weiteren Entnahmezeitpunkte tendenziell niedrigere Anteile als im Kot gezeigt werden.

Bei der Kontroll- und der MOS-Gruppe liegen dagegen die C3-Anteile im Fermentationsmuster im Chymus und im Kot auf einem ähnlichen Niveau. Auch für die C4-Anteile werden keine Unterschiede zwischen den beiden Digesta bei den verschiedenen Fütterungsgruppen beobachtet. Die C4i-, C5- und C5i-Anteile im Fettsäurenmuster im Chymus der drei Fütterungsgruppen sind signifikant niedriger als im Kot.

4.3.1.2. Postprandiale Entwicklung des pH-Wertes und des Trockensubstanzgehaltes

pH-Wert

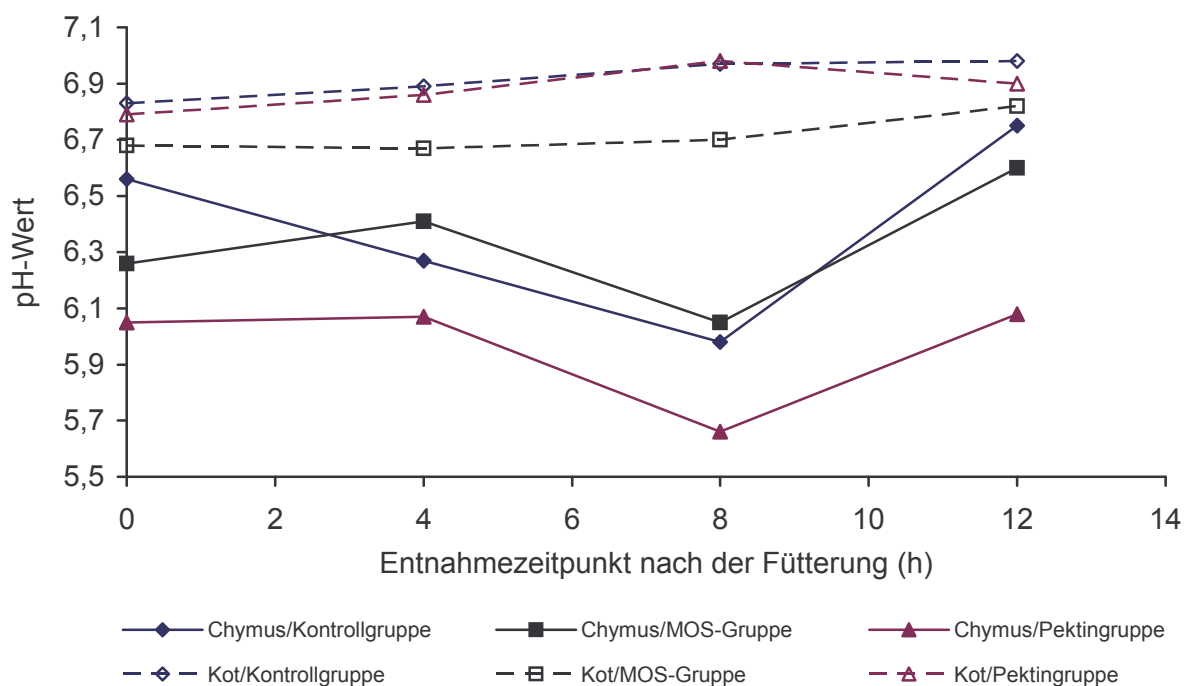
Die ermittelten LSMeans der pH-Werte im Chymus und im Kot der Versuchsgruppen sind in der Abbildung 11 dargestellt. Die zugrunde liegenden Werte sowie deren Standardfehler finden sich im Tabellenanhang (Tab. A 12).

Der signifikante Einfluss der einzelnen Faktoren sowie der Wechselwirkungen zwischen den Faktoren auf den pH-Wert im Caecumchymus und im Kot der Tiere ist dem Tabellenanhang (Tab. A 11) zu entnehmen.

Caecumchymus:

Allgemein werden im Caecumchymus aller Versuchsgruppen 8 h ppr die niedrigsten (5,66 - 6,05) und 12 h ppr die höchsten (6,08 – 6,75) pH-Werte beobachtet. Im Chymus der Kontrollgruppe erfolgt ein signifikanter pH-Wertabfall von der ersten Entnahme bis 8 h ppr mit anschließendem signifikanten Anstieg des Wertes bis 12 h ppr, der numerisch sogar über dem Ausgangswert liegt. Bei der MOS- und Pektingruppe lässt sich eine signifikante Abnahme der pH-Werte erst zwischen der 4 h und der 8 h nach der Futteraufnahme verzeichnen. Der folgende Anstieg der pH-Werte bis 12 h ppr ist ebenfalls signifikant.

Die pH-Werte der Pektingruppe (5,66 – 6,08) liegen zu allen Zeitpunkten unter den Werten der Kontroll- (5,98 – 6,75) und der MOS-Gruppe (6,05 -6,60). Signifikant sind diese Unterschiede aber nur 0 h und 12 h ppr.



0 h = Probenahme vor der Fütterung; 4 h = Sammelintervall von 0-4 h ppr; 8 h = Sammelintervall von 4-8 h ppr; 12 h = Sammelintervall von 8-12 h ppr

Abbildung 11: Postprandiale Entwicklung der pH-Werte im Caecumchymus und im Kot verschiedener Fütterungsgruppen (n = 12-18)

Kot:

Im Kot weisen sowohl die Kontroll- als auch die MOS-Gruppe einen minimalen Anstieg der pH-Werte bis 12 h ppr auf (Kontrolle 6,83 – 6,98; MOS-Gr. 6,68 – 6,82). Die pH-Werte im Kot der Pektingruppe zeigen dagegen nach anfänglicher Erhöhung bis 8 h ppr (6,79 – 6,98) einen leichten Rückgang bis 12 h ppr (6,90).

Werden die Werte der unterschiedlichen Rationen miteinander verglichen, so liegen die Messwerte der Kontroll- und Pektingruppe zu allen Entnahmezeitpunkten sehr eng beieinander. Die pH-Werte der MOS-Gruppe scheinen wiederum zu allen Zeitpunkten unterhalb der Werte der beiden anderen Gruppen zu liegen. Signifikante Einflüsse der Rationen auf den postprandialen pH-Wertverlauf im Kot der Tiere werden jedoch nicht nachgewiesen.

Vergleich zwischen Caecumchymus und Kot:

Die pH-Werte im Caecumchymus der Versuchsgruppen sind zu allen Zeitpunkten niedriger als im Kot. Bei der Pektingruppe ist dieser Unterschied zu allen Entnahmezeitpunkten signifikant. Im Kot der MOS-Gruppe sind die pH-Werte dagegen nur 8 h ppr und im Kot der Kontrollgruppe 4 h und 8 h ppr signifikant

niedriger im Vergleich zu den Werten, die im Chymus dieser Gruppen nachgewiesen wurden.

TS-Gehalt

Die Abbildung 12 zeigt die Trockensubstanzgehalte (TS-Gehalte) im Caecumchymus und im Kot der verschiedenen Fütterungsgruppen in Abhängigkeit von dem Entnahmezeitpunkt. Die LSMMeans sowie deren Standardfehler können dem Tabellenanhang (Tab. A 12) entnommen werden.

Der signifikante Einfluss der einzelnen Faktoren sowie deren Wechselwirkungen auf den Trockensubstanzgehalt im Caecumchymus und im Kot der Tiere ist im Tabellenanhang (Tab. A 11) verzeichnet.

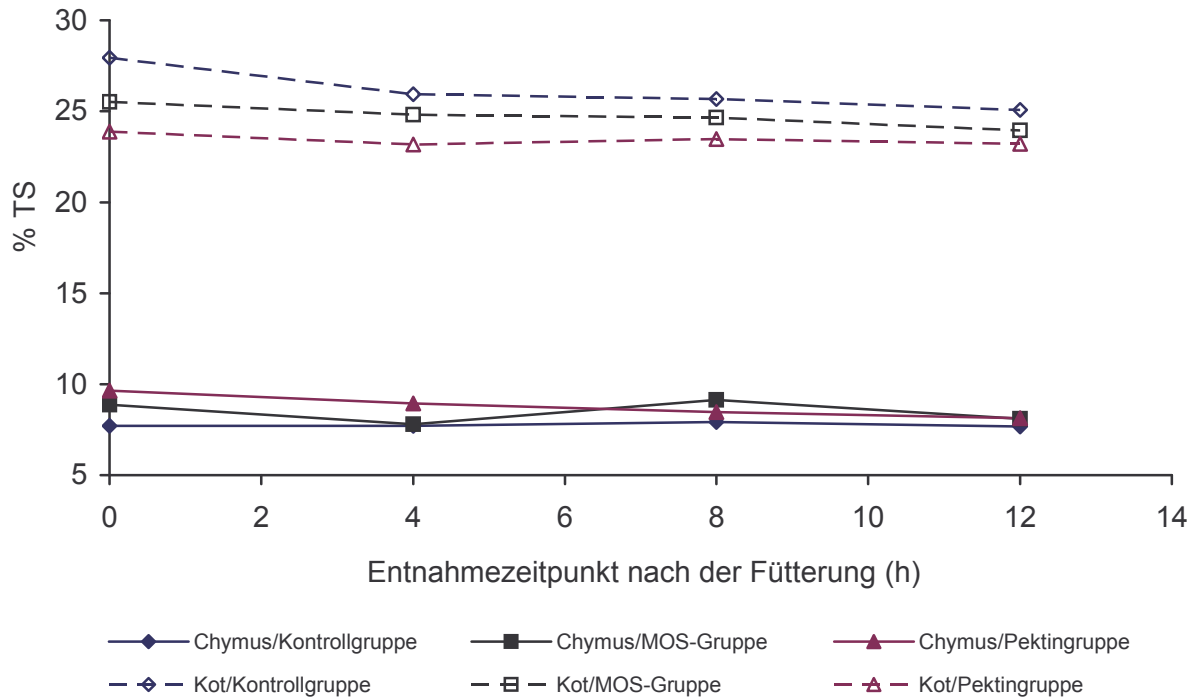
Caecumchymus:

Der TS-Gehalt im Chymus der Kontrollgruppe zeigt einen relativ konstanten Verlauf während der gesamten Chymussammlung (7,67 % – 7,92 %).

Im Caecum der MOS-Gruppe wird ein signifikanter Anstieg des TS-Gehaltes von 4 h ppr (7,79 %) bis 8 h ppr (9,14 %) beobachtet. Anschließend kommt es zu einem tendenziellen Rückgang des TS-Gehaltes (8,10 %).

Ein kontinuierlicher Abfall der TS-Gehalte von dem ersten bis zum letzten Entnahmezeitpunkt erfolgt im Chymus der Pektingruppe (9,64 % 8,13 %), wobei sich die Werte 0 h und 12 h ppr signifikant unterscheiden.

Die Kontrollgruppe weist gegenüber den anderen Versuchsgruppen tendenziell die geringsten TS-Gehalte auf, die vor der ersten Fütterung der Tiere signifikant niedriger im Vergleich zu den Werten der Pektingruppe sind. Die Pektingruppe zeigt dagegen in der Tendenz die höchsten TS-Gehalte.



0 h = Probenahme vor der Fütterung; 4 h = Sammelintervall von 0-4 h ppr; 8 h = Sammelintervall von 4-8 h ppr; 12 h = Sammelintervall von 8-12 h ppr

Abbildung 12: Postprandiale Entwicklung der TS-Gehalte (%) im Caecumchymus und im Kot verschiedener Fütterungsgruppen (n = 12-18)

Kot:

Im Kot der Kontrollgruppe werden bereits vor der ersten Fütterung die höchsten TS-Gehalte festgestellt (27,95 %). Anschließend erfolgt ein signifikanter Abfall der Werte bis 12 h ppr (25,08 %). Bei der MOS-Gruppe kann ebenfalls der höchste TS-Gehalt vor der ersten Fütterung (25,52 %) beobachtet werden. Diesem folgt ein stetiger Rückgang der Werte bis zur letzten Entnahme (23,96 %). Die TS-Gehalte bei der Pektingruppe sind zu allen Zeitpunkten relativ konstant (23,17 % - 23,88 %).

Im Gegensatz zum Chymus werden im Kot der Pektingruppe im Vergleich zu der Kontroll- und der MOS-Gruppe die niedrigsten TS-Gehalte verzeichnet. Signifikante Unterschiede zwischen den Werten der Kontroll- und der Pektingruppe ergeben sich vom Zeitpunkt der ersten Entnahme bis 8 h ppr. Die Werte der MOS-Gruppe liegen dazwischen.

Vergleich zwischen Caecumchymus und Kot:

Die TS-Gehalte im Chymus aller Fütterungsgruppen sind zu jedem Zeitpunkt signifikant niedriger (7,67 % - 9,64 %) als die TS-Gehalte im Kot der Tiere (23,17 % - 27,95 %). Während im Kot tendenziell ein kontinuierlicher Rückgang der TS-Gehalte von der ersten bis zur letzten Entnahme zu verzeichnen ist, variieren die TS-Gehalte im Chymus der Tiere stark in Abhängigkeit vom Entnahmezeitpunkt.

4.3.2. Einfluss von Mannanoligosaccharid und Pektin *in vitro*

4.3.2.1. Fermentation von MOS und Pektin in Abhängigkeit von der Fütterung der Inokulumspendertiere

In diesem Teil der Arbeit sollte geklärt werden, ob die Zulage der *in vitro* zu untersuchenden Substrate, Mannanoligosaccharid (MOS) und Pektin, zu der Ration der Inokulaspendertiere Konsequenzen für die Nettogasbildung und die Konzentration sowie das Muster der flüchtigen Fettsäuren, die bei der *in vitro*-Fermentation dieser Substrate entstehen, hat.

Dabei wurden die Substrate sowohl mit dem Caecumchymus und dem Kot der Spendergruppe, die das jeweilige Substrat in der Ration erhielt, als auch mit dem Chymus und dem Kot der Kontrollgruppe inkubiert.

Der signifikante Einfluss der Faktoren sowie der Wechselwirkungen zwischen den Faktoren auf die *in vitro*-Parameter ist im Tabellenanhang (Tab. A 13) verzeichnet.

4.3.2.1.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen

Die ermittelten LSMeans für die Nettogasbildung und die FFS-Gesamtkonzentrationen sind in den Abbildungen 12-15 dargestellt. Die zugehörigen Werte sowie deren Standardfehler sind dem Tabellenanhang (Tab. A 14) zu entnehmen.

Die Fütterung der Chymusspendertiere beeinflusst in den ersten 4 h der Inkubation sowohl die Nettogasbildung als auch die FFS-Gesamtkonzentrationen. Dabei werden

bei den Inkubationen mit dem Chymus der Gruppe, die das *in vitro* zu untersuchende Substrat als Zulage in der Ration erhält, im Vergleich zu den Inkubationen mit dem Chymus der Kontrolltiere signifikant höhere Werte beobachtet.

Im weiteren Verlauf der *in vitro*-Fermentation von MOS und Pektin werden keine Unterschiede mehr zwischen den Inkubationen mit dem Chymus der Inokulumspendertiere, an die diese Substrate verfüttert wurden, und den Inkubationen von MOS und Pektin mit dem Chymus der Kontrollgruppe ermittelt.

Wird Kot als Inokulum verwendet, können bei der Inkubation von MOS keine Auswirkungen der Fütterung nachgewiesen werden. Die Inkubation von Pektin mit dem Kot der Spendertiere, die Pektin als Zulage in der Ration erhalten, führt dagegen zu signifikant höherer Nettogasbildung während der gesamten Inkubationsdauer und zu signifikant höheren FFS-Gesamtkonzentration in den ersten 4 h gegenüber der Inkubation mit dem Kot der Kontrollgruppe.

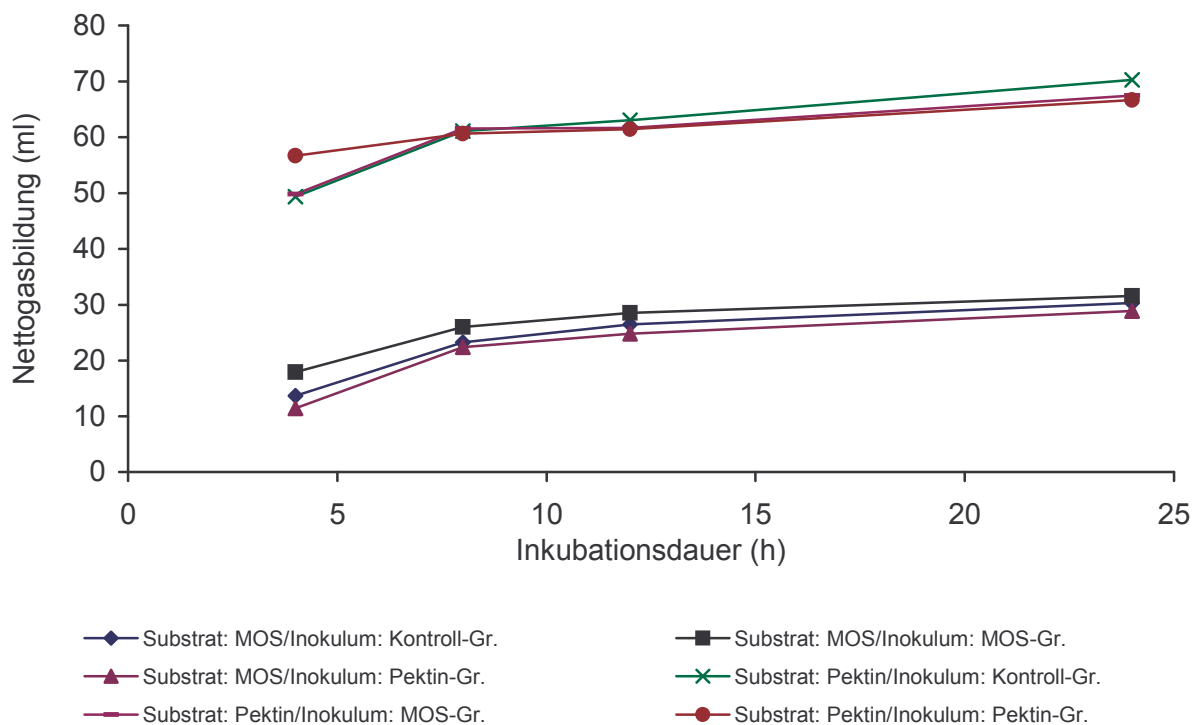


Abbildung 13: Einfluss der Fütterung der Caecumchymusspendertiere auf die Nettogasbildung (ml) für MOS und Pektin (200 mg LTS; n = 6)

Ergebnisse

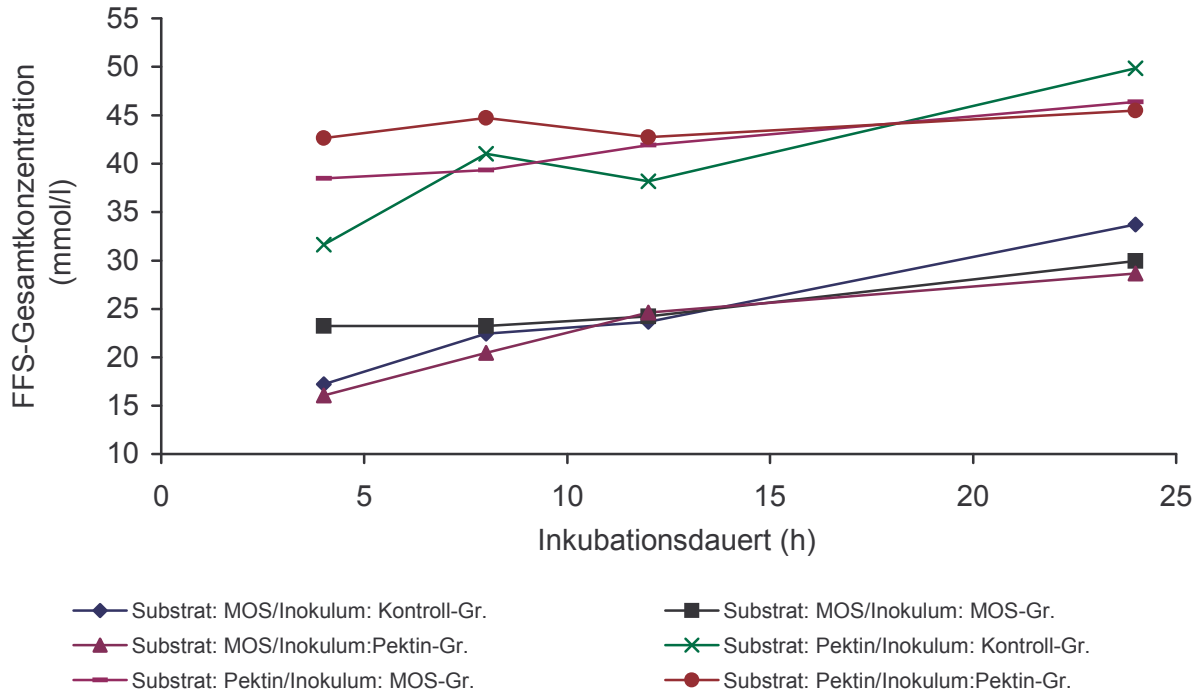


Abbildung 14: Einfluss der Fütterung der Caecumchymusspendertiere auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) für MOS und Pektin (200 mg LTS; n = 6)

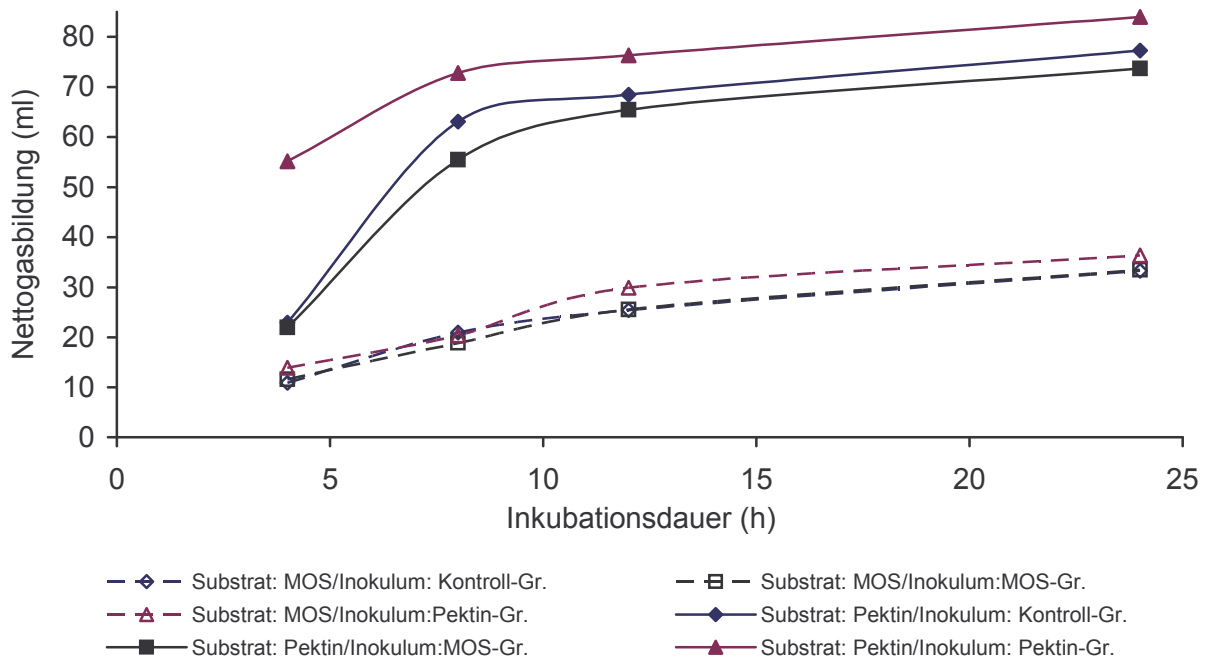


Abbildung 15: Einfluss der Fütterung der Kotspendertiere auf die Nettogasbildung (ml) für MOS und Pektin (200 mg LTS; n = 6)

Ergebnisse

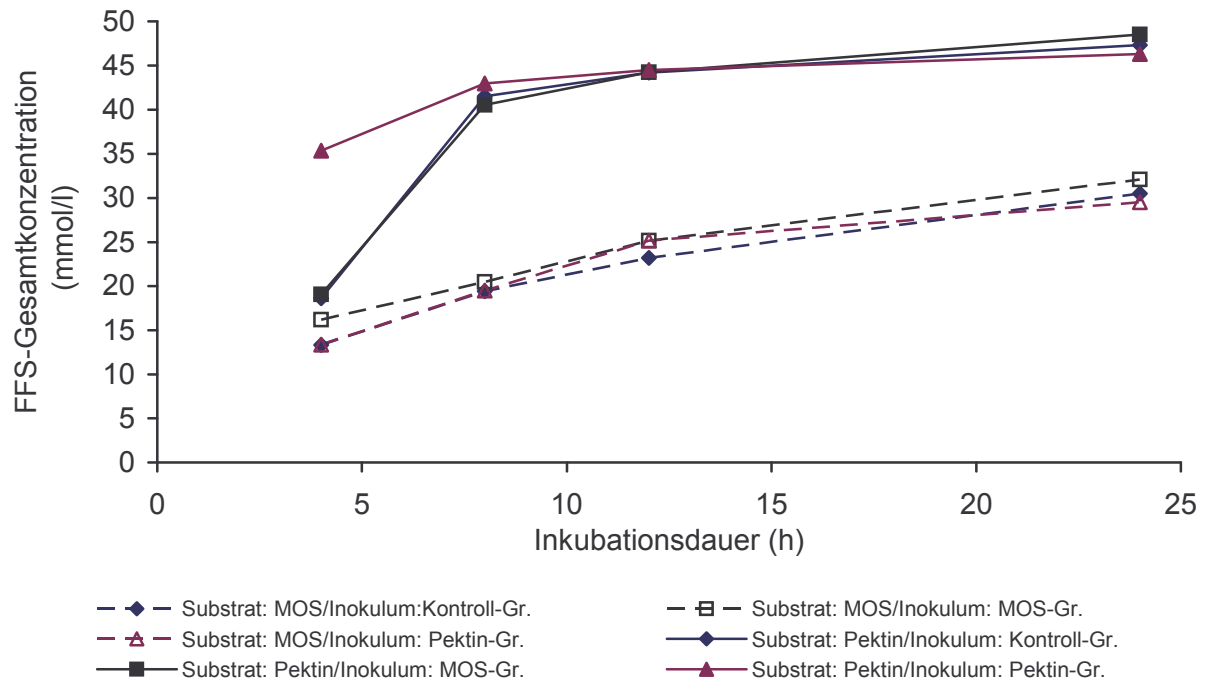


Abbildung 16: Einfluss der Fütterung der Kotspendertiere auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) für MOS und Pektin (200 mg LTS; n = 6)

4.3.2.1.2. Fermentationsmuster

Die ermittelten LSMeans der Anteile des Acetats, Propionats und des Butyrats im Fermentationsmuster und die dazugehörigen Standardfehler sind in den Tabellen 27-28 vermerkt.

Die LSMeans der Anteile des iso-Butyrats, Valeriats und iso-Valeriats im Fermentationsmuster und deren Standardfehler können dem Tabellenanhang (Tab. A 15-16) entnommen werden.

Es können weder mit der Chymus- noch mit der Kotmethode Einflüsse der MOS-Zulage zu der Ration der Inokulumspendertiere auf die Anteile von C2 und C3 im Fettsäurenmuster beim Abbau von MOS nachgewiesen werden. Der C4-Anteil ist allerdings nach 4 h und 12 h bei der Inkubation mit dem Chymus der Spendertiere, die MOS als Zulage erhalten, signifikant höher im Vergleich zu den Inkubationen mit dem Chymus der Kontrollgruppe. Nach 8 h und 24 h sind diese Differenzen nur tendenziell. Bei der Kotmethode übt die MOS-Zulage keine Auswirkung auf die C4-Anteile aus.

Die Inkubation von Pektin mit dem Chymus und dem Kot der Pektingruppe zeigt keine Effekte auf die C2-Anteile im Fermentationsmuster gegenüber der Inkubation mit den Digesta der Kontrolltiere. Es werden jedoch signifikant höhere C3- und C4-Anteile im Fermentationsmuster während der gesamten Inkubationsdauer bei der Chymusmethode und signifikant höhere C3-Anteile in den ersten 4 h sowie signifikant höhere C4-Anteile im Fettsäurenmuster im Verlauf der 24stündigen Inkubationsdauer bei der Kotmethode festgestellt.

Ergebnisse

Tabelle 27: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere auf die Anteile des Acetats, Propionats und Butyrats im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) für MOS (200 mg LTS; n = 6)

		Substrat: MOS							
		Chymusmethode				Kotmethode			
	Spender- gruppe	4 h	8 h	12 h	24 h	4 h	8 h	12 h	24 h
C2	KON-Gr.	54,82 ^A	53,68 ^A	54,21 ^A	53,94 ^A	58,27 ^A	57,57 ^A	56,80 ^A	55,77 ^A
	MOS-Gr.	52,52 ^A	51,89 ^A	51,48 ^A	50,91 ^{AB}	56,19 ^A	54,82 ^A	54,76 ^A	53,34 ^A
	PEK-Gr.	50,42 ^A	49,00 ^A	49,55 ^A	47,34 ^B	57,10 ^A	56,55 ^A	55,80 ^A	54,12 ^A
	SE ¹	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78
C3	KON-Gr.	35,25 ^A	36,17 ^A	35,30 ^A	33,38 ^A	31,41 ^A	33,11 ^{AB}	33,93 ^{AB}	33,15 ^A
	MOS-Gr.	35,49 ^A	35,46 ^A	34,97 ^A	34,42 ^A	33,00 ^A	36,03 ^A	35,98 ^A	35,11 ^A
	PEK-Gr.	33,80 ^A	36,42 ^A	35,56 ^A	35,14 ^A	30,03 ^A	31,52 ^B	32,23 ^B	32,71 ^A
	SE ¹	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57
C4	KON-Gr.	7,56 ^A	8,41 ^A	8,45 ^A	9,34 ^A	6,84 ^A	6,78 ^A	7,13 ^A	7,36 ^A
	MOS-Gr.	9,99 ^B	10,63 ^{AB}	10,85 ^B	11,16 ^A	7,32 ^{AB}	6,74 ^A	6,81 ^A	7,52 ^A
	PEK-Gr.	12,41 ^C	12,13 ^B	12,35 ^B	13,55 ^B	9,49 ^B	8,91 ^A	9,14 ^A	9,13 ^A
	SE ¹	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38

KON-/MOS-/PEK-Gr. = Kontroll-, MOS-, Pektingruppe;

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Ration*Inokulum*Substrat;

A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Rationen der Inokulumspendertiere; p ≤ 0,05

Ergebnisse

Tabelle 28: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere auf die Anteile des Acetats, Propionats und Butyrats im Fettsäuremuster (mmol/100 mmol) für Pektin (200 mg LTS; n = 6)

		Substrat: Pektin							
		Chymusmethode				Kotmethode			
	Spender- gruppe	4 h	8 h	12 h	24 h	4 h	8 h	12 h	24 h
C2	KON-Gr.	81,81 ^A	80,51 ^A	80,19 ^A	77,73 ^A	80,49 ^A	83,52 ^A	86,52 ^A	81,72 ^A
	MOS-Gr.	80,58 ^A	79,37 ^A	78,43 ^A	77,80 ^A	79,80 ^A	82,82 ^A	82,31 ^A	80,49 ^A
	PEK-Gr.	83,46 ^A	81,66 ^A	78,51 ^A	79,56 ^A	84,40 ^A	82,20 ^A	82,17 ^A	80,64 ^A
	SE ¹	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78
C3	KON-Gr.	16,09 ^A	16,13 ^A	15,77 ^A	17,06 ^A	18,22 ^A	15,10 ^{AB}	14,35 ^{AB}	14,91 ^{AB}
	MOS-Gr.	16,61 ^A	16,16 ^A	16,70 ^A	16,64 ^A	18,68 ^A	15,52 ^A	15,22 ^A	15,87 ^A
	PEK-Gr.	10,21 ^B	10,24 ^B	11,59 ^B	10,70 ^B	11,65 ^B	11,79 ^B	11,57 ^B	11,94 ^B
	SE ¹	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57
C4	KON-Gr.	2,09 ^A	3,36 ^A	4,05 ^A	4,85 ^A	1,25 ^A	1,37 ^A	2,13 ^A	2,97 ^A
	MOS-Gr.	2,80 ^A	4,44 ^A	4,85 ^A	5,33 ^A	1,36 ^A	1,67 ^A	2,41 ^A	3,32 ^A
	PEK-Gr.	6,09 ^B	7,85 ^B	9,32 ^B	9,37 ^B	3,83 ^B	5,70 ^B	5,87 ^B	6,47 ^B
	SE ¹	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38

KON-/MOS-/PEK-Gr. = Kontroll-, MOS-, Pektingruppe;

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Ration*Inokulum*Substrat;

A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Rationen der Inokulumspendertiere; p ≤ 0,05

4.3.2.2. Fermentation von gefriergetrocknetem Caecumchymus in Abhängigkeit von der Fütterung der Spendertiere

In diesen Versuchsansätzen sollte geprüft werden, ob sich die MOS- und Pektinanteile in der Ration, die im Caecum der Tiere angeflutet werden, signifikant auf die *in vitro*-Nettogasbildung, die Konzentrationen der flüchtigen Fettsäuren sowie das Fermentationsmuster auswirken.

Hierzu wurde den Spendertieren der jeweiligen Rationsgruppe Chymus aus dem Caecum entnommen, gefriergetrocknet und anschließend im HFT inkubiert.

Die anschließenden Vergleiche der *in vitro*-Parameter beziehen sich auf die Werte innerhalb einer Rationsgruppe und einer Digesta.

Der signifikante Einfluss der verschiedenen Inkubationsfaktoren sowie deren Wechselwirkungen auf die *in vitro*-Fermentationsprodukte ist im Tabellenanhang (Tab. A 17) verzeichnet.

4.3.2.2.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen

Die LSMMeans sowie deren Standardfehler für Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen sind der Tabelle 29 zu entnehmen.

Es werden weder mit dem Chymus noch mit dem Kot der verschiedenen Fütterungsgruppen signifikante Unterschiede hinsichtlich der Nettogasbildung zwischen den Inkubationen des gefriergetrockneten Chymus der Kontroll- und der MOS-Gruppe beobachtet. Eine Ausnahme bildet der signifikant höhere Nettogaswert nach 24 h bei der Inkubation des gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe im Vergleich zu der Inkubation des gefriergetrockneten Caecumchymus der Kontrollgruppe mit dem Kot der MOS-Gruppe als Inokulum.

Die Inkubation des gefriergetrockneten Caecumchymus der Pektingruppe weist eine signifikant höhere Nettogasbildung gegenüber der Inkubation des gefriergetrockneten Caecumchymus der Kontrollgruppe auf, wenn der Chymus der Pektingruppe als Inokulum verwendet wird. Werden die Inkubationen mit dem

Chymus der Kontrollgruppe als Inokulum durchgeführt, so kann kein Einfluss des Substrats auf die Nettogasbildung mehr nachgewiesen werden.

Die *in vitro*-Fermentation des gefriergetrockneten Caecumchymus der Pektingruppe führt im Vergleich zu der Fermentation des gefriergetrockneten Caecumchymus der Kontrollgruppe bei den Inkubationen sowohl mit dem Kot der Kontrollgruppe als auch mit dem Kot der Pektingruppe als Inokulum zu signifikant höherer Nettogasbildung.

Es werden bei den Inkubationen weder bei der Chymus- noch bei der Kotmethode signifikante Unterschiede hinsichtlich der FFS-Gesamtkonzentrationen in Abhängigkeit vom Substrat nachgewiesen.

4.3.2.2.2. Fermentationsmuster

Die LSMeans sowie deren Standardfehler für die Anteile von C2, C3, C4 sowie C4i im Fermentationsmuster sind in den Tabellen 30-31 dargestellt. Die LSMeans und die dazugehörigen Standardfehler für die Anteile von C5 und C5i im Fermentationsmuster sind dem Tabellenanhang (Tab. A 18) zu entnehmen.

Bei den Anteilen der flüchtigen Fettsäuren im Fettsäurenmuster kann gezeigt werden, dass bei der Chymusmethode, unabhängig von der Fütterung der Spendertiere, die Inkubation des gefriergetrockneten Chymus der Pektingruppe zu signifikant höheren C2-Anteilen in den ersten 4 h des Inkubationsverlaufs führt. Wird Chymus der Pektingruppe als Inokulum verwendet, so kann dieser Unterschied sogar nach 24 h im Vergleich zu der Fermentation des gefriergetrockneten Chymus der Kontrollgruppe festgestellt werden.

Sowohl bei der Chymus- als auch bei Kotmethode ist der Trend zu erkennen, dass die Inkubation des gefriergetrockneten Chymus der Pektingruppe zu höheren C2- und niedrigeren C3-Anteilen im Fermentationsmuster führt als die Fermentation des gefriergetrockneten Chymus der MOS- und der Kontrollgruppe. Diese Tendenzen sind ebenfalls unabhängig von der Fütterung der Inokulumspendertiere.

Tabelle 29: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere sowie verschiedener Substrate (200 mg LTS) auf die Nettogasbildung (ml) und die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l; n = 6)

	IKD	Inokulum	Spendertiere mit Kontrollration					Spendertiere mit MOS-Ration				Spendertiere mit Pektinration			
			getrCH	getrCH	getrCH	MOS	PEK	Substrat:				getrCH	getrCH	getrCH	PEK
			-	-	-			getrCH	getrCH	getrCH	MOS				
KON	MOS	PEK	KON	MOS	PEK	KON	MOS	PEK	MOS	KON	MOS	PEK	PEK		
NG	4 h	Chymus	4,50 ^a	4,08 ^{aA}	7,92 ^{a#}	13,67 ^B	49,33 [*]	3,73 ^a	4,57 ^{aA}	7,82 ^a	17,95 ^B	4,08 ^a	4,67 ^{ab}	8,50 ^{b#}	56,65 [*]
	8 h		7,07 ^a	7,48 ^{aA}	12,32 ^{b#}	23,25 ^B	61,08 [*]	6,92 ^a	7,50 ^{aA}	11,83 ^b	26,02 ^B	7,42 ^{ab}	7,33 ^a	11,50 ^{b#}	60,65 [*]
	12 h		10,08 ^a	10,33 ^{aA}	13,82 ^{a#}	26,47 ^B	63,05 [*]	9,37 ^a	9,78 ^{aA}	14,12 ^b	28,52 ^B	9,15 ^a	9,48 ^a	13,82 ^{b#}	61,45 [*]
	24 h		13,12 ^a	12,53 ^{aA}	18,03 ^{a#}	30,32 ^B	70,23 [*]	12,82 ^a	13,07 ^{aA}	17,65 ^b	31,58 ^B	11,12 ^a	11,28 ^a	17,45 ^{b#}	66,65 [*]
	4 h	Kot	3,73 ^a	4,73 ^{aA}	6,90 ^{a#}	10,85 ^B	22,93 [*]	6,07 ^a	6,57 ^{abA}	10,48 ^b	11,57 ^B	5,32 ^a	6,15 ^a	9,78 ^{b#}	55,13 [*]
	8 h		8,07 ^a	8,90 ^{abA}	12,32 ^{b#}	20,97 ^B	63,05 [*]	9,93 ^a	10,10 ^{aA}	14,60 ^b	18,87 ^B	9,43 ^a	10,35 ^a	14,93 ^{b#}	72,82 [*]
	12 h		11,17 ^a	12,75 ^{abA}	16,33 ^{b#}	25,42 ^B	68,42 [*]	12,35 ^a	13,77 ^{aA}	18,43 ^b	25,58 ^B	11,40 ^a	14,15 ^a	18,48 ^{b#}	76,33 [*]
	24 h		15,90 ^a	16,40 ^{abA}	20,40 ^{b#}	33,27 ^B	77,27 [*]	14,38 ^a	19,05 ^{bA}	21,88 ^b	33,48 ^B	14,67 ^a	16,50 ^a	21,75 ^{b#}	83,95 [*]
		SE	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66
FFS	4 h	Chymus	14,61 ^a	15,69 ^{aA}	18,23 ^{a#}	17,19 ^A	31,63 [*]	14,36 ^a	18,28 ^{aA}	18,66 ^a	23,26 ^A	16,33 ^a	15,28 ^a	16,28 ^{a#}	42,63 [*]
	8 h		21,62 ^a	19,63 ^{aA}	20,54 ^{a#}	22,45 ^A	41,02 [*]	20,39 ^a	20,73 ^{aA}	23,45 ^a	23,25 ^A	18,72 ^a	19,82 ^a	21,52 ^{a#}	44,72 [*]
	12 h		21,41 ^a	22,85 ^{aA}	23,55 ^{a#}	23,67 ^A	38,18 [*]	22,76 ^a	22,33 ^{aA}	23,90 ^a	24,23 ^A	20,14 ^a	21,00 ^a	20,91 ^{a#}	42,74 [*]
	24 h		26,74 ^a	24,81 ^{aA}	26,14 ^{a#}	33,71 ^B	49,84 [*]	29,62 ^a	27,25 ^{aA}	31,17 ^a	29,95 ^A	22,95 ^a	25,72 ^a	25,80 ^{a#}	45,48 [*]
	4 h	Kot	16,54 ^a	15,81 ^{aA}	18,01 ^{a#}	13,36 ^A	18,63 [#]	17,02 ^a	16,61 ^{aA}	19,52 ^a	16,22 ^A	17,49 ^a	16,50 ^a	19,27 ^{a#}	35,36 [*]
	8 h		19,08 ^a	19,19 ^{aA}	20,82 ^{a#}	19,43 ^A	41,52 [*]	21,09 ^a	20,93 ^{aA}	22,30 ^a	20,50 ^A	21,50 ^a	20,87 ^a	23,50 ^{a#}	42,98 [*]
	12 h		20,28 ^a	21,32 ^{aA}	23,39 ^{a#}	23,19 ^A	44,21 [*]	21,52 ^a	21,68 ^{aA}	24,24 ^a	25,18 ^A	21,57 ^a	24,76 ^a	23,51 ^{a#}	44,50 [*]
	24 h		24,25 ^a	23,00 ^{aA}	27,30 ^{a#}	30,51 ^B	47,33 [*]	26,14 ^a	24,11 ^{aA}	26,69 ^a	32,09 ^B	24,27 ^a	25,03 ^a	26,13 ^{a#}	46,30 [*]
		SE	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09

getrCH-KON, -MOS und -PEK = gefriergetrockneter Chymus der Kontroll-, MOS- und Pektingruppe;

a, b = kennzeichnen sign. Unterschiede zwischen dem gefriergetrockneten Chymus unterschiedlicher Fütterungsgruppe innerhalb einer Digestaspendergruppe
A, B = sign. Unterschiede zwischen reinem MOS und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe; #, * = sign. Unterschiede zwischen reinem Pektin und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der Pektingruppe innerhalb einer Digestaspendergruppe

Tabelle 30: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere sowie verschiedener Substrate (200 mg LTS) auf die Anteile des Acetats und Propionats im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol; n = 6)

	Spendertiere mit Kontrollration						Spendertiere mit MOS-Ration				Spendertiere mit Pektinration				
	IKD	Inokulum	getrCH	getrCH	getrCH	MOS	PEK	Substrat:				getrCH	getrCH	getrCH	PEK
			- KON	- MOS	- PEK			- KON	- MOS	- PEK	- MOS				
C2	4 h	Chymus	61,06 ^a	61,17 ^{aA}	65,61 ^{b#}	54,82 ^B	81,81*	60,92 ^a	58,99 ^{aA}	64,03 ^b	52,52 ^B	59,44 ^a	59,32 ^a	63,72 ^{b#}	83,46*
	8 h		62,41 ^a	61,83 ^{aA}	65,12 ^{a#}	53,68 ^B	80,51*	59,52 ^a	59,47 ^{aA}	62,71 ^a	51,89 ^B	61,96 ^a	59,22 ^a	62,09 ^{a#}	81,66*
	12 h		62,05 ^a	61,21 ^{aA}	64,29 ^{a#}	54,21 ^B	80,19*	59,34 ^a	59,16 ^{aA}	60,82 ^a	51,48 ^B	61,01 ^a	59,43 ^a	63,33 ^{a#}	78,51*
	24 h		61,81 ^a	60,84 ^{aA}	63,55 ^{a#}	53,94 ^B	77,73*	57,86 ^a	57,61 ^{aA}	61,21 ^a	50,91 ^B	58,25 ^a	59,29 ^a	62,56 ^{b#}	79,56*
	4 h	Kot	62,31 ^a	61,64 ^{aA}	66,04 ^{a#}	58,27 ^A	80,49*	61,77 ^a	61,58 ^{aA}	65,57 ^a	56,19 ^B	61,45 ^a	60,96 ^a	64,49 ^{a#}	84,40*
	8 h		62,69 ^a	62,31 ^{aA}	66,37 ^{a#}	57,57 ^B	83,52*	60,88 ^a	62,30 ^{aA}	64,93 ^a	54,82 ^B	61,82 ^a	61,17 ^a	64,15 ^{a#}	82,20*
	12 h		62,51 ^a	61,89 ^{aA}	65,41 ^{a#}	56,80 ^B	86,52*	61,51 ^a	61,12 ^{aA}	64,34 ^a	54,76 ^B	61,75 ^a	61,87 ^a	64,57 ^{a#}	82,17*
	24 h		62,12 ^a	62,11 ^{aA}	65,42 ^{a#}	55,77 ^B	81,72*	61,38 ^a	61,35 ^{aA}	64,25 ^a	53,34 ^B	62,21 ^a	61,44 ^a	64,46 ^{a#}	80,64*
		SE	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78	±0,78
C3	4 h	Chymus	26,93 ^a	26,41 ^{aA}	24,07 ^{a#}	35,25 ^B	16,09*	26,45 ^a	27,78 ^{aA}	24,53 ^a	35,49 ^B	26,53 ^a	26,18 ^a	23,39 ^{a#}	10,21*
	8 h		25,46 ^a	25,65 ^{aA}	23,57 ^{a#}	36,17 ^B	16,13*	27,52 ^a	27,25 ^{aA}	25,22 ^a	35,46 ^B	25,11 ^a	26,81 ^a	24,40 ^{a#}	10,24*
	12 h		25,47 ^a	26,14 ^{aA}	23,96 ^{a#}	35,30 ^B	15,77*	27,76 ^a	27,70 ^{aA}	26,74 ^a	34,97 ^B	25,31 ^a	26,48 ^a	23,50 ^{a#}	11,59*
	24 h		26,46 ^a	25,56 ^{aA}	23,95 ^{a#}	33,38 ^B	17,06*	27,68 ^a	27,30 ^{aA}	25,64 ^a	34,42 ^B	26,50 ^a	26,79 ^a	23,51 ^{a#}	10,70*
	4 h	Kot	26,09 ^a	26,54 ^{aA}	23,67 ^{a#}	31,41 ^B	18,22*	25,21 ^a	25,09 ^{aA}	23,13 ^a	33,00 ^B	24,81 ^a	25,64 ^a	22,92 ^{a#}	11,65*
	8 h		25,59 ^a	25,56 ^{aA}	23,26 ^{a#}	33,11 ^B	15,10*	26,19 ^a	25,00 ^{aA}	23,62 ^a	36,03 ^B	25,09 ^a	25,56 ^a	23,65 ^{a#}	11,79*
	12 h		25,83 ^a	25,90 ^{aA}	23,96 ^{a#}	33,93 ^B	14,35*	25,94 ^a	26,22 ^{aA}	24,16 ^a	35,98 ^B	25,65 ^a	25,36 ^a	23,41 ^{a#}	11,57*
	24 h		26,14 ^a	26,00 ^{aA}	23,98 ^{a#}	33,15 ^B	14,91*	26,13 ^a	26,31 ^{aA}	24,28 ^a	35,11 ^B	24,95 ^a	25,61 ^a	23,59 ^{a#}	11,94*
		SE	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57	±0,57

getrCH-KON, -MOS und -PEK = gefriergetrockneter Chymus der Kontroll-, MOS- und Pektingruppe; nn = nicht nachweisbar

a, b = kennzeichnen sign. Unterschiede zwischen dem gefriergetrockneten Chymus unterschiedlicher Fütterungsgruppe innerhalb einer Digestaspendergruppe

A, B = sign. Unterschiede zwischen reinem MOS und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe; #, * = sign. Unterschiede zwischen reinem Pektin und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der Pektingruppe innerhalb einer Digestaspendergruppe

Tabelle 31: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere sowie verschiedener Substrate (200 mg LTS) auf die Anteile des Butyrats und des iso-Butyrats im Fettsäurenmuster (mmol/ 100 mmol; n = 6)

		Spendertiere mit Kontrollration					Spendertiere mit MOS-Ration				Spendertiere mit Pektinration				
		Substrat:													
IKD	Inokulum	getrCH	getrCH	getrCH	MOS	PEK	getrCH	getrCH	getrCH	MOS	getrCH	getrCH	getrCH	PEK	
		-	-	-			-	-	-		-	-	-		
		KON	MOS	PEK			KON	MOS	PEK			KON	MOS	PEK	
C4	4 h	Chymus	7,75 ^a	8,31 ^{aA}	7,49 ^{a#}	7,56 ^A	2,09 [*]	8,32 ^a	8,91 ^{aA}	8,28 ^a	9,99 ^A	9,44 ^a	10,15 ^a	9,69 ^{a#}	6,09 [*]
	8 h		8,34 ^a	8,71 ^{aA}	8,34 ^{a#}	8,41 ^A	3,36 [*]	8,73 ^a	9,21 ^{aA}	8,92 ^a	10,63 ^A	9,47 ^a	10,32 ^a	10,69 ^{a#}	7,85 [*]
	12 h		8,63 ^a	8,65 ^{aA}	8,66 ^{a#}	8,45 ^A	4,05 [*]	8,76 ^a	9,15 ^{aA}	9,01 ^a	10,85 ^B	10,10 ^a	10,29 ^a	10,16 ^{a#}	9,32 [#]
	24 h		8,19 ^a	9,31 ^{aA}	9,02 ^{a#}	9,34 ^A	4,85 [*]	9,89 ^a	10,15 ^{aA}	9,39 ^a	11,16 ^A	10,89 ^a	10,24 ^a	10,44 ^{a#}	9,37 [#]
	4 h	Kot	7,03 ^a	7,05 ^{aA}	6,70 ^{a#}	6,84 ^A	1,25 [*]	7,79 ^a	7,86 ^{aA}	7,35 ^a	7,32 ^A	8,59 ^a	8,45 ^a	8,71 ^{a#}	3,83 [*]
	8 h		7,17 ^a	7,41 ^{aA}	6,70 ^{a#}	6,78 ^A	1,37 [*]	7,90 ^a	7,80 ^{aA}	7,55 ^a	6,74 ^A	8,35 ^a	8,59 ^a	8,43 ^{a#}	5,70 [*]
	12 h		7,26 ^a	7,40 ^{aA}	7,09 ^{a#}	7,13 ^A	2,13 [*]	7,93 ^a	7,95 ^{aA}	7,66 ^a	6,81 ^A	8,19 ^a	8,59 ^a	8,45 ^{a#}	5,87 [*]
	24 h		7,39 ^a	7,51 ^{aA}	7,03 ^{a#}	7,36 ^A	2,97 [*]	7,96 ^a	8,01 ^{aA}	7,80 ^a	7,52 ^A	8,62 ^a	8,55 ^a	8,25 ^{a#}	6,47 [*]
		SE	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38	±0,38
C4i	4 h	Chymus	1,04 ^a	0,99 ^{aA}	0,65 ^{b#}	0,44 ^B	nn	0,97 ^a	0,95 ^{abA}	0,65 ^b	0,31 ^B	1,32 ^a	1,23 ^{ab}	0,97 ^{b#}	0,03 [*]
	8 h		0,92 ^a	0,91 ^{aA}	0,68 ^{a#}	0,27 ^B	nn	0,95 ^a	0,92 ^{aA}	0,67 ^a	0,35 ^B	0,84 ^a	0,85 ^a	0,61 ^{a#}	0,05 [*]
	12 h		0,93 ^a	0,96 ^{aA}	0,73 ^{a#}	0,43 ^B	nn	0,96 ^a	0,91 ^{aA}	0,76 ^a	0,57 ^B	0,77 ^a	0,89 ^a	0,68 ^{a#}	0,01 [*]
	24 h		0,86 ^a	1,08 ^{aA}	0,88 ^{a#}	0,80 ^A	0,12 [*]	1,16 ^a	1,22 ^{aA}	0,93 ^a	0,84 ^B	0,99 ^a	0,86 ^a	0,87 ^{a#}	0,02 [*]
	4 h	Kot	0,89 ^a	0,89 ^{aA}	0,66 ^{a#}	0,68 ^A	nn	1,11 ^a	1,15 ^{aA}	0,78 ^b	0,71 ^B	1,23 ^a	1,14 ^{ab}	0,89 ^{b#}	0,01 [*]
	8 h		1,00 ^a	1,08 ^{aA}	0,81 ^{a#}	0,54 ^B	0,01 [*]	1,17 ^a	1,12 ^{aA}	0,85 ^a	0,47 ^B	1,20 ^a	1,19 ^a	0,93 ^{a#}	0,12 [*]
	12 h		1,05 ^a	1,15 ^{aA}	0,82 ^{b#}	0,49 ^B	0,01 [*]	1,10 ^a	1,11 ^{aA}	0,89 ^a	0,56 ^B	1,11 ^a	1,10 ^a	0,88 ^{a#}	0,16 [*]
	24 h		1,11 ^a	1,09 ^{aA}	0,89 ^{a#}	0,97 ^A	0,21 [*]	1,13 ^a	1,04 ^{abA}	0,87 ^b	1,03 ^A	1,13 ^a	1,16 ^a	0,94 ^{a#}	0,33 [*]
		SE	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05

getrCH-KON, -MOS und -PEK = gefriergetrockneter Chymus der Kontroll-, MOS- und Pektingruppe; nn = nicht nachweisbar

a, b = kennzeichnen sign. Unterschiede zwischen dem gefriergetrockneten Chymus unterschiedlicher Fütterungsgruppe innerhalb einer Digestaspendergruppe

A, B = sign. Unterschiede zwischen reinem MOS und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe; #, * = sign. Unterschiede zwischen reinem Pektin und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der Pektingruppe innerhalb einer Digestaspendergruppe

4.3.2.3. Fermentation von MOS und Pektin sowie von gefriergetrocknetem Caecumchymus im Vergleich

Es wurde in diesem Teil der Arbeit untersucht, ob die Metaboliten, die bei der *in vitro*-Fermentation der reinen Substrate MOS und Pektin gebildet werden, mit den Fermentationsprodukten, die beim *in vitro*-Abbau des gefriergetrockneten Caecumchymus der Tiere, die MOS und Pektin in der Ration erhielten, entstehen, vergleichbar sind. Als Inokulumspendergruppen dienen dabei sowohl die Kontrollgruppe als auch die Inokulumspendergruppe, die das jeweilige Substrat in der Ration erhielt.

4.3.2.3.1. Inkubation von MOS und von gefriergetrocknetem Caecumchymus der MOS-Gruppe

Der signifikante Einfluss der Inkubationsfaktoren und der Wechselwirkungen zwischen den Faktoren auf die *in vitro*-Parameter ist im Tabellenanhang (Tab. A 17) dargestellt.

4.3.2.3.1.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen

Die ermittelten LSMeans sowie deren Standardfehler für die Nettogasbildung und für die FFS-Gesamtkonzentrationen sind in der Tabelle 29 dargestellt.

Es werden im Verlauf der gesamten Inkubationsdauer signifikant höhere Nettogaswerte bei der Inkubation des unverdauten MOS im Vergleich mit dem gefriergetrockneten Chymus der MOS-Gruppe nachgewiesen. Dabei spielt es keine Rolle, ob die Inokula von der Kontrollgruppe oder von der an MOS adaptierten Fütterungsgruppe verwendet werden.

Bei den Inkubationen mit dem Chymus der Kontrollgruppe und mit dem Kot der Kontroll- sowie der MOS-Gruppe werden nach 24 h signifikant höhere FFS-Gesamtkonzentrationen bei der Inkubation von MOS gemessen. In den ersten 12 h können dagegen keine Unterschiede zwischen den beiden Substraten ermittelt werden. Im Vergleich dazu führt die Inkubation mit dem Chymus der MOS-Gruppe während der gesamten Inkubationsdauer zu gleicher FFS-

Gesamtkonzentrationsbildung sowohl bei der Fermentation von MOS als auch beim Abbau des gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe.

4.3.2.3.1.2. Fermentationsmuster

Die LSMmeans und ihre Standardfehler für die Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fermentationsmuster finden sich in den Tabellen 30-31 und im Tabellenanhang (Tab. A 18).

Der Abbau des unverdauten MOS führt bei beiden Inkubationsmethoden unabhängig von der Inokulumspendergruppe zu signifikant niedrigeren C2-Anteilen und signifikant höheren C3-Anteilen im Fermentationsmuster als die Fermentation des gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe. In Bezug auf die Anteile von C4 im Fettsäuremuster werden keine Unterschiede zwischen MOS und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe festgestellt.

4.3.2.3.2. Inkubation von Pektin und von gefriergetrocknetem Caecumchymus der Pektingruppe

4.3.2.3.2.1. Nettogasbildung und FFS-Gesamtkonzentrationen

Die gemessenen LSMmeans sowie deren Standardfehler können der Tabelle 29 entnommen werden.

Die Inkubationen des reinen Pektins führen unabhängig von der Herkunft des Inokulums stets zu signifikant höherer Nettogasbildung im Vergleich zu den Inkubationen des gefriergetrockneten Caecumchymus der Pektingruppe.

Entsprechend der Nettogasbildung werden bei allen Ansätzen im Verlauf der gesamten Inkubationsdauer signifikant höhere FFS-Konzentrationen beim Abbau des unverdauten Pektins gegenüber den Inkubationen des gefriergetrockneten Caecumchymus beobachtet.

4.3.2.3.2.2. Fermentationsmuster

Die ermittelten LSMeans sowie die Standardfehler der Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fermentationsmuster finden sich in den Tabellen 30-31 und im Tabellenanhang (Tab. A 18).

Die C2-Anteile sind bei der Inkubation des reinen Pektins während der gesamten Inkubationsdauer signifikant höher als bei der Inkubation des gefriergetrockneten Caecumchymus. Bei den C3- und C4-Anteilen im Fettsäurenmuster werden umgekehrte Verhältnisse beobachtet. Es bestehen jedoch in Bezug auf die C4-Anteile im Fermentationsmuster keine Unterschiede zwischen den beiden Substraten nach 12 h Inkubation mit dem Chymus der Pektingruppe.

4.3.2.4. Überprüfung der Übertragbarkeit der *in vitro*-Ergebnisse auf die Verhältnisse *in vivo*

Im letzten Versuchsteil sollte geklärt werden, ob eine Übertragung der Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fermentationsmuster, die bei der *in vitro*-Inkubation von MOS und Pektin gebildet werden, auf die *in vivo*-Verhältnisse, die im Caecuminhalt und im Kot nach Verfütterung dieser Substrate vorhanden sind, möglich ist.

Die LSMeans sowie die Standardfehler für Acetat, Propionat und Butyrat befinden sich in den Tabellen 32-33. Die LSMeansvergleiche und die dazugehörigen Standardfehler für iso-Butyrat, Valeriat und iso-Valeriat sind im Tabellenanhang (Tab. A 20-A 21) verzeichnet.

Der signifikante Einfluss der einzelnen Faktoren und deren Wechselwirkungen auf das *in vivo*- und *in vitro*-Fermentationsmuster ist dem Tabellenanhang (Tab. A 19) zu entnehmen.

Die Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fermentationsmuster, die bei der *in vitro*-Fermentation des MOS mit Caecumchymus als Inokulum gebildet werden, erreichen unabhängig von der Inkubationsdauer die gleiche Größenordnung wie die Anteile der einzelnen FFS im Caecuminhalt der MOS-Gruppe.

Bei den Inkubationen mit Kot als Inokulum werden hinsichtlich der C2- und der C4-Anteile im Fettsäurenmuster ebenfalls Übereinstimmungen mit den C2- und C4-Anteilen, die im Kot der Tiere herrschen, ermittelt. Der C3-Anteil im Fettsäurenmuster *in vitro* ist dagegen signifikant höher und die Anteile von C4i, C5 und C5i sind signifikant niedriger als *in vivo*.

Bis 8 h Inkubation werden bei der *in vitro*-Fermentation des Pektins signifikant niedrigere C2-Anteile sowie signifikant höhere C3- und C4-Anteile im Fettsäurenmuster im Vergleich zu den Anteilen, die im Caecumchymus der Pektingruppe bis 8 h ppr beobachtet wurden, ermittelt. Nach 12 h Inkubation können dagegen die gleichen Anteile an C2, C3 und C4 im Fettsäurenmuster wie 12 h ppr im Caecumchymus der Pektingruppe nachgewiesen werden.

Bei der *in vitro*-Fermentation des Pektins mit Kot als Inokulum werden während der gesamten Inkubationsdauer signifikant niedrigere C2-Anteile sowie signifikant höhere C3- und C4-Anteile im Fettsäurenmuster im Vergleich zu den Anteilen der flüchtigen Fettsäuren im Kot der Pektingruppe erreicht.

Da die Anteile an C4i, C5 und C5i im Fettsäurenmuster bei der Inkubation des Pektins sowohl mit Caecumchymus als auch mit Kot als Inokula unter der Nachweisgrenze liegen, ist ein Vergleich mit dem Fermentationsmuster *in vivo* nicht möglich.

Ergebnisse

Tabelle 32: Vergleich des Fettsäurenmusters (mmol/100 mmol) *in vitro* und *in vivo* im Zeitverlauf (h) für MOS (200 mg LTS; n = 3-9)

	Digesta/ Inokulum	Methode	4 h	8 h	12 h	SE ¹
C2	Chymus	<i>in vitro</i>	54,82 ^a	53,68 ^a	54,21 ^a	±2,58
		<i>in vivo</i>	65,64 ^a	67,14 ^a	64,61 ^a	±1,54*
	Kot	<i>in vitro</i>	58,27 ^a	57,57 ^a	56,80 ^a	±1,37
		<i>in vivo</i>	61,67 ^a	62,54 ^a	61,27 ^a	±0,79
C3	Chymus	<i>in vitro</i>	35,25 ^a	36,17 ^a	35,30 ^a	±2,50
		<i>in vivo</i>	25,07 ^a	23,59 ^b	26,26 ^a	±1,49*
	Kot	<i>in vitro</i>	31,41 ^a	33,11 ^a	33,93 ^a	±1,80
		<i>in vivo</i>	22,84 ^b	22,96 ^b	23,38 ^b	±1,04
C4	Chymus	<i>in vitro</i>	7,56 ^a	8,41 ^a	8,45 ^a	±0,70
		<i>in vivo</i>	7,30 ^a	7,66 ^a	7,17 ^a	±0,42*
	Kot	<i>in vitro</i>	6,84 ^a	6,78 ^a	7,13 ^a	±1,16
		<i>in vivo</i>	8,83 ^a	8,22 ^a	8,82 ^a	±0,67
C4i	Chymus	<i>in vitro</i>	0,44 ^a	0,27 ^a	0,43 ^a	±0,11
		<i>in vivo</i>	0,53 ^a	0,44 ^a	0,54 ^a	±0,06*
	Kot	<i>in vitro</i>	0,68 ^a	0,54 ^a	0,49 ^a	±0,17
		<i>in vivo</i>	1,96 ^b	1,88 ^b	1,96 ^b	±0,10
C5	Chymus	<i>in vitro</i>	1,63 ^a	1,32 ^a	1,25 ^a	±0,25
		<i>in vivo</i>	0,83 ^a	0,57 ^a	0,67 ^a	±0,16*
	Kot	<i>in vitro</i>	2,10 ^a	1,54 ^a	1,22 ^a	±0,25
		<i>in vivo</i>	1,95 ^a	1,79 ^a	1,87 ^a	±0,14
C5i	Chymus	<i>in vitro</i>	0,30 ^a	0,16 ^a	0,37 ^a	±0,11
		<i>in vivo</i>	0,63 ^a	0,61 ^a	0,76 ^a	±0,06*
	Kot	<i>in vitro</i>	0,71 ^a	0,46 ^a	0,42 ^a	±0,24
		<i>in vivo</i>	2,74 ^b	2,60 ^b	2,69 ^b	±0,14

¹SE = Der Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Digesta/Inokulum*Methode*Inkubationsdauer*Substrat; *SE = Mittelwert der Standardfehler
a, b = unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen Unterschiede zwischen *in vitro* und *in vivo*.
p ≤ 0,05

Ergebnisse

Tabelle 33: Vergleich des Fettsäurenmusters (mmol/100 mmol) *in vitro* und *in vivo* im Zeitverlauf (h) für Pektin (2300 mg LTS; n = 3-9)

	Digesta/ Inokulum	Methode	4 h	8 h	12 h	SE ¹
C2	Chymus	<i>in vitro</i>	81,81 ^a	80,51 ^a	80,19 ^a	±2,58
		<i>in vivo</i>	67,62 ^b	77,33 ^a	72,25 ^a	±1,61*
	Kot	<i>in vitro</i>	80,49 ^a	83,52 ^a	86,52 ^a	±1,37
		<i>in vivo</i>	60,66 ^b	61,21 ^b	60,16 ^b	±0,80*
C3	Chymus	<i>in vitro</i>	16,09 ^a	16,13 ^a	15,77 ^a	±2,50
		<i>in vivo</i>	22,32 ^a	14,99 ^a	19,97 ^a	±1,56*
	Kot	<i>in vitro</i>	18,22 ^a	15,10 ^a	14,35 ^a	±1,80
		<i>in vivo</i>	23,69 ^a	23,97 ^b	23,99 ^b	±1,06*
C4	Chymus	<i>in vitro</i>	2,09 ^a	3,36 ^a	4,05 ^a	±0,70
		<i>in vivo</i>	8,30 ^b	6,72 ^b	6,62 ^a	±0,44*
	Kot	<i>in vitro</i>	1,25 ^a	1,37 ^a	2,13 ^a	±1,16
		<i>in vivo</i>	9,05 ^b	8,29 ^b	9,03 ^b	±0,68*
C4i	Chymus	<i>in vitro</i>	nn*	nn	nn	±0,11
		<i>in vivo</i>	0,50	0,2 ^a	0,48	±0,08*
	Kot	<i>in vitro</i>	nn	0,01a	0,01a	±0,25*
		<i>in vivo</i>	1,95	2,12 ^b	2,13 ^b	±0,11
C5	Chymus	<i>in vitro</i>	nn	nn	nn	±0,31
		<i>in vivo</i>	0,86	0,30	0,25	±0,18*
	Kot	<i>in vitro</i>	0,03 ^a	nn	nn	±0,28*
		<i>in vivo</i>	1,93 ^b	1,69	1,85	±0,16*
C5i	Chymus	<i>in vitro</i>	nn	nn	nn	±0,11
		<i>in vivo</i>	0,52	0,40	0,49	±0,08*
	Kot	<i>in vitro</i>	nn	nn	nn	±0,24
		<i>in vivo</i>	2,67	2,86	2,86	±0,16*

nn = nicht nachweisbar

¹SE = Der Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Digesta/Inokulum*Methode*Inkubationsdauer*Substrat *SE = Mittelwert der Standardfehler

a, b = unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen Unterschiede zwischen *in vitro* und *in vivo*.

p ≤ 0,05

5. DISKUSSION

5.1. Vergleich von Caecumchymus und Kot als Inokula im modifizierten HFT unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsbedingungen

In vielfältigen *in vitro*-Versuchen, die entwickelt wurden, um die Dickdarmfermentation der Monogastrier nachzuahmen, wurde Kot als eine schnell und einfach verfügbare Bakterienquelle eingesetzt. Laut DRASAR (1988) ist die Zusammensetzung der fäkalen Mikrobenpopulation ähnlich der Flora in den anderen Dickdarmsegmenten, so dass diese als annähernd repräsentativ für den gesamten Dickdarm betrachtet werden kann. In einigen vergleichenden *in vitro*-Versuchen wurde jedoch darauf hingewiesen, dass die Fermentationsprodukte, die bei Inkubationen mit Caecum- bzw. mit Chymus aus dem proximalen Colon gebildet werden, sich von denen unterscheiden können, die bei Inkubationen mit Faeces entstehen (MONSMA u. MARLETT 1995; BAUER 2002).

In dieser Arbeit wurden Caecumchymus und Kot von Schweinen als Inokula in dem modifizierten Hohenheimer Futterwerttest unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsparameter wie Inkubationszeit, Substrateinwaagemenge und Verdünnungsgrad verglichen.

5.1.1. Inkubationsdauer

Bei der Inkubation von Heu, Haferkleie und Gelatine mit dem Caecumchymus der Versuchstiere lief die Inkubation hinsichtlich der Gas- und FFS-Produktion tendenziell schneller an als die Inkubation mit dem Kot. Signifikant war dieser Unterschied jedoch nur bei der Fermentation von Haferkleie nach 12 h Inkubation in Bezug auf die Gasbildung und die FFS-Gesamtkonzentration. Sowohl bei der Chymus- als auch bei der Kotmethode war die Fermentation der verschiedenen Substrate nach 24 h abgeschlossen.

MONSMA u. MARLETT (1995) inkubierten in einem *in vitro*-Versuch Ileumchymus als Substrat unterschiedlich gefütterten Ratten mit deren Blinddarminhalt und Kot. Dabei ermittelten sie signifikant höhere FFS-Produktionsraten zu Beginn der Inkubation, wenn Caecuminhalt als Inokulum im Vergleich zum Kot eingesetzt wurde. Allerdings wurden die mit Caecumchymus und Kot eingebrachten flüchtigen Fettsäuren bei der

Kalkulation der *in vitro*-Produktionsraten nicht abgezogen. BILGER (1994) beobachtete bei seinen HFT-Inkubationen mit Caecumchymus von Schafen als Inokulum tendenziell höhere Gasbildungswerte nach 24 h Inkubation im Vergleich zu den Ansätzen mit Schafskot.

Unter Berücksichtigung des Einflusses der Inkubationszeit auf die Fermentationsparameter schien bei der Inkubation von Heu bei beiden Methoden der Acetatanteil im Fermentationsmuster im Verlauf der Inkubationszeit abzufallen. Die Anteile an verzweigten flüchtigen Fettsäuren, iso-Butyrat und iso-Valeriat, im Fettsäurenmuster stiegen dagegen mit zunehmender Inkubationsdauer sowohl bei der Inkubation von Heu als bei der Inkubation von Haferkleie signifikant an. Diese Beobachtung machten auch RAAB (1980) und AIPLE (1993) in ihren HFT-Versuchen mit Pansensaft und Kot. Der Anstieg der iso-Buttersäure wird auf einen fortschreitenden Proteinabbau und auf eine im Verlauf der Inkubationsdauer verstärkt einsetzende Auflösung der Mikroorganismen in dem geschlossenen System zurückgeführt (RAAB 1980). VAN LAAR (2000) stellte in seinen *in vitro*-Versuchen mit der kumulativen Gasproduktionsmethode nach THEODOROU et al. (1994) unter Verwendung von Schafspansensaft und Schweinekot als Inokula ebenfalls einen Abfall der Acetatanteile sowie zusätzlich einen Anstieg der Propionat- und Butyratanteile im Fermentationsmuster im Laufe der Inkubation fest. Als mögliche Ursachen dieser Abläufe werden sowohl Veränderungen der mikrobiellen Flora als auch Veränderungen der Substratzusammensetzung durch den mikrobiellen Abbau diskutiert.

Durch den aus dem Ileum in das Caecum anflutenden Chymus wird die mikrobielle Flora in den proximalen Dickdarmsegmenten einer größeren Variation an Nährstoffen wie einfachen Zuckern, RS, löslichen und unlöslichen NSP sowie Proteinen ausgesetzt, wodurch es zu einer entsprechenden Adaptation der Bakterien kommt. Während der Digestapassage durch den Dickdarm werden immer mehr dieser Nährstoffe, v. a. einfache Zucker, RS und lösliche NSP abgebaut, so dass den Bakterien in den hinteren Dickdarmabschnitten nur ein begrenztes Angebot an unterschiedlichen Nährstoffen zur Verfügung steht. Im Verlauf der *in vitro*-Inkubation scheint die Rektumflora aber ausreichend Zeit zu haben, um sich an das neue Substrat anzupassen und nach einer gewissen Inkubationsdauer die gleiche

Fermentationsintensität aufzuweisen wie die Bakterien aus dem Caecum der Tiere. DEKKER u. PALMER (1981), die Bacteroides-Spezies aus den Faeces der Menschen den Zellwänden aus Nüssen aussetzten, konnten innerhalb von 4 h einen steilen Anstieg solcher intrazellulären Enzyme beobachten, die fähig waren, diese Zellwände abzubauen.

Es ist folglich davon auszugehen, dass der Entnahmeort des Inokulums keinen entscheidenden Einfluss auf die *in vitro*-Fermentation ausübt, solange den Mikroben ausreichend Zeit geboten wird, sich an das Substrat anpassen zu können. Eine Änderung der Nettogasbildung, der Menge an flüchtigen Fettsäuren und des Fermentationsmusters im Verlauf der Inkubationsdauer, die unabhängig von dem Inokulum abläuft, kann jedoch aufgrund eines möglichen Substratumbaus, der beim mikrobiellen Abbau stattfindet, und einer Veränderung der bakteriellen Flora nicht ausgeschlossen werden.

5.1.2. Substrateinwaagemenge

Sowohl bei der Chymus- als auch bei der Kotmethode wurde ein linearer Zusammenhang zwischen der Menge der gebildeten Fermentationsprodukte und der zunehmenden Einwaagemenge der inkubierten Substrate in dem Bereich von 50 bis 250 mg LTS gezeigt. Ferner wurden bei beiden Methoden pro mg Substrat die gleichen Mengen an Nettogas und an FFS-Gesamtkonzentrationen gebildet. Hinsichtlich der Schätzgenauigkeit, ohne Berücksichtigung des Valerians und der verzweigten flüchtigen Fettsäuren, wiesen beide Verfahren ein hohes Bestimmtheitsmaß auf.

Die Inkubation der verschiedenen Substrate wies keine signifikanten Unterschiede hinsichtlich der Nettogasbildung und der FFS-Gesamtkonzentrationen in Abhängigkeit vom Inokulum im Bereich der getesteten Substrateinwaagemengen auf. Es wurden auch keine signifikanten Unterschiede in Abhängigkeit von den Inokula in Bezug auf das Fermentationsmuster ermittelt.

Es wurden ebenfalls keine Einflüsse der Substrateinwaagemenge auf das Fettsäurenmuster in diesen Untersuchungen beobachtet.

STEINGASS (1983) zeigte in seinen HFT-Versuchen mit Pansensaft nach einer 24 stündigen Inkubation eine Proportionalität zwischen der Substrateinwaagemenge und der Nettogasbildung solange eine Gasmenge von 80 bis 90 ml und die damit verbundene Pufferkapazität des Mediums nicht überschritten wurden.

BUSKE (2000) stellte bei den Inkubationen von Heu und Haferkleie in dem modifizierten HFT mit Schweinekot als Inokulum ebenfalls eine ausreichende Pufferkapazität bis zu einer Einwaage von 250 mg fest. Bei der *in vitro*-Fermentation von Gelatine konnte er dagegen eine Linearität zwischen der Nettogasbildung und der Einwaagemenge nur bis 150 mg beobachten.

BARRY et al. (1995) wiesen in ihren *in vitro*-Untersuchungen bei allen getesteten Einwaagemengen einen Anstieg der flüchtigen Fettsäuren nach. Auch bei diesen Autoren war der Anstieg beim Überschreiten einer bestimmten Substratmenge nicht mehr proportional. Es wurden dabei pH-Werte außerhalb des allgemein akzeptierten Bereiches von 6-7 gemessen. Eine Änderung des Fermentationsmusters in Abhängigkeit von der Substrateinwaagemenge konnten sie aber ebenfalls nicht beobachten.

Die erzielten Ergebnisse lassen deutlich erkennen, dass sich das Inokulum innerhalb der getesteten Einwaagemengen weder auf die Nettogasbildung noch auf die FFS-Gesamtkonzentrationen und das Fermentationsmuster auswirkt. Es kann somit davon ausgegangen werden, dass die Pufferkapazität sowohl bei der Verwendung des Caecumchymus als auch des Kotes als Inokulum nicht überschritten wird.

5.1.3. Verdünnung Digesta:Medium

Ferner war zu klären, ob die verschiedenen Inokula bei bestimmten Verdünnungsstufen die gleiche mikrobielle Aktivität aufweisen.

Es konnten weder beim Vergleich der Inokula innerhalb einer Verdünnungsstufe noch beim Vergleich der Verdünnungsstufen innerhalb eines Inokulums signifikante Unterschiede in dem Fermentationsmuster ermittelt werden. Eine geringfügige jedoch keine signifikante Abnahme der Nettogasbildung und der FFS-Gesamtkonzentrationen konnte ab einer Verdünnungsstufe von 1:115 verzeichnet werden.

CHRISTENSEN et al. (1999) wiesen in ihren *in vitro*-Inkubationen ebenfalls keinen Einfluss der Inokulumverdünnung auf die produzierte Menge der flüchtigen

Fettsäuren in einem Konzentrationsbereich zwischen 25 und 100 g Kot pro Liter nach. Keine Unterschiede hinsichtlich der Produktionsrate der flüchtigen Fettsäuren erhielten HOLTUNG et al. (1992), als sie unverdünnten und verdünnten (1:6) Chymus, allerdings ohne Substratzusatz, aus verschiedenen Darmsegmenten von Schweinen in einer Batch-Kultur inkubierten. Darüber hinaus konnten diese Autoren weder eine Auswirkung der Digesta noch der Verdünnungsstufen auf die molaren Verhältnisse der einzelnen flüchtigen Fettsäuren verzeichnen.

AIPLE (1993) inkubierte mehrere Substrate mit Schafskot als Inokulum im HFT nach MENKE et al. (1979) und untersuchte den Einfluss der Verdünnung (Kot:Medium) auf die Gasbildung nach 48 Stunden. Er stellte fest, dass mittlere Verdünnungen 1:20 und 1:50 eine ähnliche Gasbildung ergaben, während höhere und niedrigere Verdünnungsstufen zu einer geringeren Gasbildung führten.

Trotz der reduzierten Anzahl an Mikroben im Bereich der hohen Verdünnungsstufen hatten diese im Verlauf der 24-stündigen Inkubationsdauer wahrscheinlich bei beiden Inokula genügend Zeit, um sich zu vermehren und die ihnen angebotene Substratmenge (100 mg LTS) unabhängig von der Inokulumverdünnung mit gleicher Intensität abzubauen. Aufgrund der Versuchsdurchführung konnte allerdings nicht geklärt werden, ob zu Beginn der *in vitro*-Inkubationen eine Latenzphase in Abhängigkeit von Inokulum und Verdünnungsstufe gegeben war.

HOLTUNG et al. (1992) kamen zu dem Ergebnis, dass *in vitro*-Fermentationsvorgänge nicht durch das Inokulum beeinflusst werden, als sie verschiedene Substrate 24 h lang mit Digesta aus verschiedenen Darmsegmenten vom Schwein in einem geschlossenen System nach MORTENSEN et al. (1988) inkubierten. Auch BARRY et al. (1995) verzeichneten keine signifikanten Unterschiede hinsichtlich der *in vitro*-Fermentationsabläufe in Abhängigkeit von der Herkunft der Digesta. Sie verglichen dabei den Einfluss des Caecumchymus von Ratten und der Faeces von Menschen auf bestimmte Inkubationsparameter. Da die eingesetzten Inokula jedoch aus unterschiedlichen Spezies stammten, müssen die Ergebnisse kritisch bewertet werden.

Im Gegensatz dazu stellten MONSMA u. MARLETT (1995) in ihren *in vitro*-Versuchen, die sie mit dem Darminhalt von Ratten durchführten, nach 12 h Inkubation einen signifikanten Anstieg des Propionatanteils im Fettsäurenmuster beim Einsatz von Kot

als Inokulum im Vergleich zu Inkubationen mit Caecumchymus fest. Zusätzlich registrierten sie stets einen signifikant höheren Butyratanteil im Fermentationsmuster und signifikant höhere Gesamtkonzentrationen an flüchtigen Fettsäuren bei den Ansätzen mit Chymus als Inokulum unabhängig von dem inkubierten Substrat. Die signifikant höhere Konzentration an flüchtigen Fettsäuren bei den Inkubationen mit Chymus könnte durch die mit den Caecumdigesta in das System eingebrachten flüchtigen Fettsäuren, die von den Fermentationsendwerten nicht abgezogen wurden, bedingt worden sein. BAUER (2002) ermittelte bei der Inkubation verschiedener Kohlenhydrate in dem von DAVIES et al. (1995) modifizierten offenen System nach THEODOROU et al. (1994) eine geringere mikrobielle Aktivität, in Form von Gas- und FFS-Bildung, beim Einsatz von Caecumchymus erwachsener Schweine als Inokulum im Vergleich zu Inkubationen mit Chymus aus mittleren Dickdarmabschnitten und mit Kot.

JENSEN u. JØRGENSEN (1994) verglichen unter anderem anhand von ATP-Konzentrationen die mikrobielle Aktivität in verschiedenen Darmabschnitten von Schweinen, die entweder rohfaserreiche oder rohfasearme Diät erhielten.

Bei beiden Gruppen fanden sie die maximale mikrobielle Fermentationsaktivität im Caecum und im proximalen Colon der Tiere. Des Weiteren stellten sie fest, dass bei den rohfasereich gefütterten Schweinen im Verlauf des gesamten Dickdarmes hohe ATP-Werte gemessen werden konnten, während bei den Tieren, die eine rohfasearme Diät erhielten, ein stetiger Abfall der ATP-Konzentrationen Richtung Rektum zu verzeichnen war. Aufgrund der Beobachtungen kamen sie zu dem Schluss, dass die mikrobielle Fermentation dort am effektivsten ist, wo die Substratverfügbarkeit am höchsten ist. Da in der vorliegenden Arbeit die Verfügbarkeit an Substrat kein limitierender Faktor der Energiebereitstellung für die Mikroben beider Darmabschnitte war, kam es zu einer vergleichbaren mikrobiellen Aktivität in dem *in vitro*-System.

Obwohl man von einer unterschiedlichen Zusammensetzung der Bakterienpopulation in den verschiedenen Abschnitten des Dickdarmes ausgeht (ALLISON et al. 1979, MOORE et al. 1987), teilen sich verschiedene Gattungen und Arten der Bakterien die gleichen Substrate (SALYERS et al. 1977; SALYERS 1979). SALYERS et al. (1978) kommen bei ihren Untersuchungen an Bakterien aus dem Dickdarm der Menschen ferner zu der Schlussfolgerung, dass die gleiche mikrobielle Flora in Abhängigkeit

von der Diät unterschiedliche Enzyme produziert und damit auch je nach zur Verfügung gestelltem Substrat verschiedene metabolische Aktivitäten aufweisen kann.

Trotz der vereinzelt signifikanten Differenzen zwischen den Inkubationen mit Caecumchymus und Kot als Inokula hinsichtlich des Fettsäurenmusters bei den Inkubationen verschiedener Substrate lassen diese Ergebnisse den Schluss zu, dass das Fermentationsmuster im modifizierten HFT hauptsächlich auf das Substrat zurückzuführen ist und nicht auf den Entnahmeort der Digesta. Folglich können somit Caecuminhalt und Kot von Schweinen als annähernd gleichwertige Inokula zur Überprüfung relativ großer, prinzipieller Unterschiede hinsichtlich der Fermentationsprodukte in dem modifizierten HFT eingesetzt werden.

Weiterhin scheinen die hier angewandten Inkubationsbedingungen des *in vitro*-Verfahrens innerhalb der untersuchten Fermentationsparameter ausreichend zu sein, um bei beiden Methoden die mikrobielle Population und dadurch die Fermentationsvorgänge stabil zu halten.

5.2. *In vitro*-Inkubation verschiedener Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum

In diesem Versuchsabschnitt wurde das Spektrum flüchtiger Fettsäuren bei der Fermentation verschiedener Mono-, Oligo- sowie Polysaccharide im modifizierten HFT untersucht. Bei diesen Substanzen kann davon ausgegangen werden, dass sie im Dünndarm nur einer geringen enzymatischen Abbaubarkeit unterliegen. Darüber hinaus unterscheiden sich diese Kohlenhydrate nicht nur in ihrer Kettenlänge, sondern auch in der Zusammensetzung der monomeren Zuckereinheiten.

Die höchsten FFS-Gesamtkonzentrationen konnten beim Abbau von Rhamnose, Inulin aus Zichorie und Laktose ermittelt werden. Bei den Inkubationen von Inulin aus Topinambur, Mannan, MOS und Xylan wurden dagegen die geringsten FFS-Gesamtkonzentrationen nachgewiesen. Die Gesamtmenge der flüchtigen Fettsäuren erwies sich in den *in vitro*-Versuchen von CASTERLINE et al. (1997) als proportional zu der Fermentierbarkeit eines Substrats. Wie bereits mehrfach in der Literatur beschrieben, scheinen Pektine, Zellulose und Raffinose hauptsächlich zu Acetat

abgebaut zu werden. Dafür entstehen bei der Fermentation von Pektinen nur wenig Propionat und Butyrat (CUMMINGS u. MACFARLANE 1991, SALVADOR et al. 1993, BARRY et al. 1995, MATHERS u. GOODLAD 1999). Rhamnose, Inulin aus Topinambur und Zichorie, Laktose, Xylane sowie MOS sind wiederum die besten Substrate, um zu Propionat fermentiert zu werden. Die Versuche von MORTENSEN et al. (1988) bestätigen dies für Rhamnose und Xylose, der monomeren Zuckereinheit des Xylans. Laktose wurde dagegen hauptsächlich zu Acetat metabolisiert. Vergleichsweise hohe Butyratanteile im Fettsäurenmuster wurden bei der Fermentation von Mannanen, MOS und Xylanen gebildet. Einen starken Einfluss des Monomers Xylose auf die Butyratbildung wiesen ebenfalls SALVADOR et al. (1993) nach. In den *in vitro*-Versuchen von ENGLYST et al. (1987) wurde beim Abbau von Xylan dagegen kaum Butyrat im Vergleich zu anderen Substraten produziert.

Als SALVADOR et al. (1993) verschiedene Rohfaserarten inkubierten, kamen sie zu dem Schluss, dass die Produktion der einzelnen flüchtigen Fettsäuren sehr stark mit der Zusammensetzung der monomeren Zuckereinheiten korreliert. Die Bindungen zwischen den Zuckereinheiten und die Zellwandstrukturen spielen hauptsächlich bei der Abbaubarkeit einer Rohfaser bzw. eines Substrats eine wichtige Rolle. Lineares Xylan in der Aleuronschicht des Roggens scheint z.B. *in vivo* langsam aber vollständig fermentierbar zu sein. Zellulose und Xylane, die in Schichten mit einem hohen Lignifizierungsgrad eingebettet sind, wurden hingegen kaum abgebaut (GLITSØ et al. 1998).

Allgemein lässt sich feststellen, dass die einzelnen Substrate sowohl ein spezifisches Fettsäurenmuster als auch unterschiedliche FFS-Gesamtkonzentrationen aufwiesen. Aufgrund dieser Ergebnisse kann davon ausgegangen werden, dass die verschiedenen Substrate während der *in vitro*-Fermentation unterschiedlich von der bakteriellen Darmflora verstoffwechselt werden und dass das Fermentationsmuster hauptsächlich von dem Substrat abhängig zu sein scheint.

5.3. Untersuchung ausgewählter Fermentationsprodukte *in vivo* und *in vitro* in Abhängigkeit von der Fütterung der Tiere

5.3.1. Einfluss von Mannanoligosaccharid und Pektin *in vivo*

Ziel dieses Versuchsabschnittes war die Bestimmung des Einflusses des Mannanoligosaccharids (MOS) und des Pektins (5 % in der Ration) auf die Bildung flüchtiger Fettsäuren (FFS), den pH-Wert und den Trockensubstanzgehalt im Caecumchymus sowie im Kot von Versuchstieren in Abhängigkeit vom Entnahmezeitpunkt.

Die Auswahl dieser Zulagen erfolgte in vorangehenden *in vitro*-Versuchen. Die Inkubationen von MOS zeigten im Vergleich zu den Inkubationen von Pektin signifikant niedrigere FFS-Gesamtkonzentrationen und signifikant niedrigere Acetatanteile sowie signifikant höhere Propionat- und Butyratanteile im Fermentationsmuster.

5.3.1.1. Flüchtige Fettsäuren

Im Schrifttum weisen die Angaben in Bezug auf die Konzentrationen der flüchtigen Fettsäuren im Dickdarm eine große Variationsbreite aus. Diese Differenzen ergeben sich zum einen durch erhebliche Unterschiede bei einzelnen Tieren innerhalb einer Versuchsgruppe (KENNELLY et al. 1981), die sowohl durch individuelle Mikrobenpopulationen als auch durch differierende Darmvolumina zustande kommen. Zum anderen üben das Alter der Tiere, die Zusammensetzung sowie die aufgenommene Menge einer Ration, die Adaptation, die Verweildauer des Darminhaltes und die Absorption in den einzelnen Segmenten, der diskontinuierliche ileocaecale Digestafluss und somit der Entnahmezeitpunkt sowie die Methode der Digestagewinnung einen Einfluss auf die Höhe der gemessenen Werte im Dickdarm aus (RÉRAT 1978; STANOGLIAS u. PEARCE 1985; STEVENS 1978 u. BERGMAN 1990).

Die in dieser Arbeit bestimmten FFS-Gesamtkonzentrationen und das Fettsäurenmuster im Caecumchymus und im Kot, die in Abhängigkeit von dem Entnahmezeitpunkt und der verfütterten Ration variieren, stehen im Einklang mit den Werten, die vielfach in der Literatur angegeben werden (Tabellen 34-35). Zu beachten ist jedoch, dass sich in der Literatur die Konzentrationsangaben entweder

auf Chymus- und Kot-Frischsubstanz in g bzw. kg oder auf Chymuswasser in ml bzw. l beziehen können.

Tabelle 34: Konzentrationen flüchtiger Fettsäuren im Caecum und in den Faeces des Schweines (mmol/l, µmol/g bzw. mmol/kg Frischsubstanz):

Darmsegment	FFS	Acetat	Propionat	Butyrat	Einheit + Quelle
Caecum	122	79	33	10	mmol/l (1)
	108				mmol/l (2)
	119-135	74	35-41	7	µmol/g (3)
	69-90	54-71	9-14	6-8	µmol/g (4)
	197				mmol/kg (5)
Faeces	152	107	34	13	µmol/g (4)

Quellen: (1) KENNELLY et al. 1981; (2) AHRENS u. KAUFMANN 1985; (3) FLEMING et al. 1989; (4) DOHMS 1997; (5) STUKE 2003

Tabelle 35: Fettsäuremuster im Caecum und im Colon des Schweines:

Darmsegment	Acetat	Propionat	Butyrat	iso- Butyrat	Valeriat	iso- Valeriat	Quelle
	prozentuale Anteile (%)						
Caecum	65	27	8			10	(1)
	70	24	5		0	0	(2)
	60	24	13				(3)
	68-72	16-20	12-13				(4)
dist. Colon	67	19	6,6		1	1,6	(2)
	64	24	10				(3)

Quellen: (1) KENNELLY et al. 1981; (2) ROBINSON et al. 1989; (3) BOLDUAN et al. (1991); (4) DOHMS 1997

Die Konzentrationen der flüchtigen Fettsäuren im Caecuminhalt der verschiedenen Fütterungsgruppen zeigten eine spezifische postprandiale Entwicklung.

Die geringsten Schwankungen zwischen den Minimal- und Maximalwerten der FFS-Gesamtkonzentrationen im Tagesverlauf wurden bei der Supplementierung von MOS beobachtet. Die postprandiale Entwicklung der FFS-Gesamtkonzentrationen im

Caecumchymus der Kontroll- und der Pektingruppe schien einen spiegelbildlichen Verlauf aufzuweisen.

Signifikante Unterschiede hinsichtlich der FFS-Gesamtkonzentrationen waren aber weder zwischen den Entnahmezeitpunkten innerhalb einer Fütterungsgruppe noch zwischen den Fütterungsgruppen nachzuweisen.

ARGENZIO u. SOUTHWORTH (1974) verzeichneten nach Verfütterung von Zellulose im Dickdarm von Schweinen einen im Vergleich zur Kontrolle abweichenden postprandialen Rhythmus der FFS-Gesamtkonzentrationen. Während im Caecum der Kontrollgruppe die niedrigsten FFS-Gesamtkonzentrationen 2 h ppr und die höchsten Konzentrationen 4 h ppr nachgewiesen wurden, konnten im Caecum der Versuchsgruppe 2 h ppr die höchsten und 4 h ppr die niedrigsten FFS-Gesamtkonzentrationen ermittelt werden. Nach Drochner (1989) verzögert Zellulose die Magenentleerung, führt aber zu einer „Verdünnung“ des ileocaecal anflutenden Substrates. THEODOROU et al. (1989) und FLEMING et al. (1989) wiesen dagegen keine signifikanten Fluktuationen der FFS-Konzentrationen im proximalen Colon bzw. im Caecum während postprandialer Sammelintervalle nach.

Die tagesrhythmischen Veränderungen der FFS-Konzentrationen innerhalb einer Versuchsgruppe sowie zwischen den einzelnen Versuchsgruppen unterliegen zahlreichen physiologischen Einflüssen. Die Fermentationsrate kann laut FARRELL u. JOHNSON (1970) je nach Substratkonzentration zwischen 15-60 mmol pro Liter und Stunde betragen. Die im Caecum für die Fermentation zur Verfügung stehende Substratkonzentration ist wiederum von der aus dem Ileum angefluteten Digestamenge abhängig. Ferner spielt die Verweildauer des Substrats im Caecum eine Rolle beim mikrobiellen Abbau.

Die bis 8 h ppr abfallenden FFS-Gesamtkonzentrationen im Caecum der Pektingruppe im Vergleich zu den Konzentrationen im Caecum der Kontrollgruppe, die 8 h ppr die höchsten Konzentrationen aufweisen, lassen sich eventuell auf eine verlangsamte Dünndarmtransitzeit durch die Pektinzulage zurückführen und damit auf eine retardierte Anflutung vergärbaren Substrates im Caecum und im cranialen Colon (DROCHNER 1984; DEN HARTOG et al. 1988; EASTWOOD 1992). Aufgrund des verminderten Substratangebotes in den ersten 8 h ppr im Caecum der Pektingruppe kommt es zu einer verminderten Fermentation und somit zu einer stetigen Konzentrationsabnahme an flüchtigen Fettsäuren, die durch eine rasche Absorption der flüchtigen Fettsäuren aus dem Caecum verstärkt wird. Ein Verdünnungseffekt

durch die ins Caecum aus dem Ileum einfließende Flüssigkeit kann ebenfalls nicht ausgeschlossen werden. Die Zulage an MOS schien eher eine konstante Digestaanflutung im Verlauf des Tages und damit eine gleichmäßige Fermentation im Caecum hervorzurufen.

Wie in den vorliegenden Untersuchungen, so konnte auch SPRING (1996) keine Veränderung der FFS-Konzentrationen im Caecum von Küken durch eine MOS-Zulage erzielen.

Da die meisten Arbeiten mit Mannanoligosaccharid-Zulagen sich aber überwiegend mit deren Auswirkungen auf die Darmgesundheit durch Beeinflussung der Abwehrmechanismen im Gastrointestinaltrakt sowie mit dem dadurch bedingten Leistungszuwachs von Tieren auseinandersetzen, liegen nur wenig Vergleichsmöglichkeiten für die Dickdarmfermentationsparameter vor.

Durch die Pektinzulage wurden ebenfalls keine signifikanten Veränderungen hinsichtlich der FFS-Gesamtkonzentrationen im Vergleich zu den Konzentrationen im Caecumchymus der Kontroll- und MOS-Gruppe nachgewiesen. Diese Ergebnisse decken sich mit den Untersuchungen von KERLER (2000), die nach einer 5 %igen Pektinzulage ebenfalls keinen signifikanten Einfluss auf die FFS-Gesamtkonzentrationen im Caecum von Ferkeln verzeichnen konnte. Andere Autoren beschreiben hingegen einen Anstieg der FFS-Gesamtkonzentrationen im Caecumchymus nach einer Pektinzulage. AHRENS u. KAUFMANN (1985) erreichten eine signifikante Erhöhung der Konzentrationen der Summe der flüchtigen Fettsäuren um 26,6 mmol/l durch eine Infusion von 60 g Pektin ins Caecum von Göttinger Miniaturschweinen. SCHNABEL et al. (1990) konnten ebenfalls einen Anstieg der FFS-Gehalte nach Verfütterung von Trockenschnitzeln, die hohe Anteile an Pektinen enthielten, zeigen. Es muss aber bedacht werden, dass auch die absolute Futtermenge sowie die praecaecale Verdaulichkeit der Ration einen Einfluss auf die Summe der flüchtigen Fettsäuren ausüben.

Bei Betrachtung der postprandialen Entwicklung der FFS- Gesamtkonzentrationen im Kot der Kontrolltiere zeigte sich ein relativ konstanter Verlauf während der gesamten Sammelperiode. Auch im Kot der supplementierten Tiere ergaben sich keine Effekte auf die postprandiale Entwicklung der Summe der FFS-Konzentrationen. Dies dürfte

durch die Verweildauer, die Durchmischung der Digesta im Colon und eine unregelmäßige Defäkation bedingt sein.

Eine postprandiale Veränderung der FFS-Gesamtkonzentrationen im Kot von Schweinen verzeichneten dagegen ARGENZIO u. SOUTHWORTH (1974) nach Verfütterung einer zellulosereichen Diät. Im Rektum dieser Schweine konnte ein Maximum an FFS-Gesamtkonzentrationen 2 bzw. 14 h ppr beobachtet werden. Die Kontrolldiät bewirkte dabei gegenüber der Zellulosezulage keine eindeutige Fluktuation der FFS-Konzentrationen im postprandialen Verlaufsrhythmus.

Verantwortlich für den Unterschied zu den eigenen Versuchen bezüglich der postprandialen FFS-Fluktuationen im Rektum von Tieren sind vermutlich Unterschiede in Höhe und Qualität der Zulagen. Die Fermentation der unlöslichen NSP, der Zellulose, findet im Gegensatz zu leicht fermentierbaren Kohlenhydraten wie Pektinen verstärkt in den distalen Dickdarmabschnitten statt, wodurch dort die postprandialen Schwankungen hinsichtlich der Bildung der Fermentationsprodukte ausgeprägter sein dürften als in den vorderen Colonabschnitten.

In den Untersuchungen von ZENTEK et al. (2002) sowie von SWANSON et al. (2002) an Hunden wurde kein signifikanter Einfluss einer MOS-Zulage auf die Bildung der FFS-Gesamtkonzentrationen im Kot festgestellt. ZENTEK et al. (2002) begründeten den ausbleibenden Effekt der Zulage auf die flüchtigen Fettsäuren mit der hohen Wasserbindungskapazität der Mannanoligosaccharide, die im selben Versuch festgestellt wurde. Aufgrund der hohen Wasserbindung wird die Löslichkeit der Nährstoffe und damit sowohl die Verdaulichkeit und die mikrobielle Aktivität als auch die Passagezeit beeinflusst.

Eine Trockenschnitzelzulage ergab in den Versuchen von CANH et al. (1998) dagegen einen signifikanten Anstieg der FFS-Konzentrationen im Schweinekot gegenüber einer Kontrollgruppe. In diesem Zusammenhang wird eine gesteigerte Fermentationsrate aufgrund hoher Konzentrationen leicht fermentierbarer Kohlenhydrate in Kombination mit einem niedrigen Lignin-Gehalt in der Ration diskutiert. Einen vergleichbaren Effekt auf die FFS-Konzentrationen im Schweinekot nach Verfütterung von Trockenschnitzeln erreichten auch SCHNABEL et al. (1990). KERLER (2002) konnte eine signifikante Erhöhung der FFS-Gesamtkonzentrationen im Kot von Ferkeln erst nach einer 10 %igen Pektinzulage hervorrufen, wobei der Rohfasergehalt der Grundration bei ca. 3 % lag. Eine 5 %ige Zulage bewirkte nur einen tendenziellen Anstieg. Somit scheint auch die Menge einer Zulage einen

bedeutenden Effekt auf die FFS-Konzentrationen im Darm auszuüben. STANOGLAS u. PEARCE (1985) beobachteten einen Anstieg der FFS-Konzentrationen mit steigender Menge der in die Ration eingemischten Faser.

Signifikante Unterschiede bezüglich der FFS-Gesamtkonzentrationen zwischen Caecumchymus und Kot innerhalb gleicher Fütterungsgruppen wurden nicht festgestellt. Einen konstanten Verlauf der FFS-Gesamtkonzentrationen in den einzelnen Darmabschnitten zeigten ebenfalls ARGENZIO u. SOUTHWORTH (1974) sowie IMOTO u. NAMIOKA (1978). DROCHNER (1984), DOHMS (1997) und KERLER (2002) beobachteten dagegen höhere FFS-Gehalte im Kot im Vergleich zu den Konzentrationen im Caecum von Schweinen. RÉRAT (1978), ROBINSON et al. (1989), BACH KNUDSEN et al. (1991b) und BOLDUAN et al. (1991) zeigten wiederum eine kontinuierliche Abnahme der FFS-Gehalte im Colon nach aboral.

Aufgrund der eigenen Ergebnisse liegt die Erklärung nahe, dass in den hinteren Darmabschnitten noch intensive Fermentationsprozesse ablaufen können, so dass keine Unterschiede zwischen den beiden Darmsegmenten auftreten. JENSEN u. JØRGENSEN (1994) wiesen eine hohe mikrobielle Aktivität im gesamten Dickdarm nach Verfütterung einer rohfaserreichen Diät (25,6 % Rohfaser) nach, während in den distalen Dickdarmsegmenten der Kontrollgruppe, die eine rohfaserarmer Diät erhielt (5,2 % Rohfaser), ein stetiger Abfall der ATP-Konzentrationen ermittelt wurde. Weiterhin kann eine durch den hohen Rohfaseranteil in der Ration beschleunigte Passage durch den Dickdarm nicht ausgeschlossen werden, die der Bakterienpopulation im Caecum der Tiere höchstwahrscheinlich nicht ausreichend Zeit gibt, um das Pektin und die Mannanligosaccharide in großen Mengen abzubauen. Die durchschnittliche Transitzeit im Caecum wird mit 1–3 h angegeben (BACH KNUDSEN 2001). Dieser Wert ist jedoch einer hohen Variabilität unterworfen. Weiterhin kann ein By-Pass-Effekt nicht ausgeschlossen werden. Ein Einfluss der Verdünnung der im Caecum gemessenen FFS-Konzentrationen durch die aus dem Ileum anflutende Digesta ist ebenfalls zu berücksichtigen.

Das Fermentationsmuster im Caecumchymus und im Kot der Tiere der einzelnen Versuchsgruppen bleibt während der gesamten postprandialen Entwicklung relativ konstant.

Die Zulage an MOS übt weder im Caecuminhalt noch im Kot der Tiere einen Einfluss auf das Fettsäurenmuster aus.

Auch SWANSON et al. (2002) erreichten keine Veränderungen des Fermentationsmusters im Kot von Hunden durch eine MOS-Zulage.

In zahlreichen Untersuchungen wird über eine Beeinflussung des Fettsäurenmusters nach Verfütterung einer faser- oder einer pektinreichen Ration diskutiert, die sich durch eine Zunahme der Acetatanteile im Fettsäurenmuster auszeichnet. (DEMIGNÉ et al. 1980; DROCHNER 1984; BOLDUAN et al. 1991; KIRCHGESSNER u. MÜLLER 1991; DROCHNER 1993; DOHMS 1997).

Die eigenen Untersuchungen zeigten im Caecumchymus einen signifikanten Anstieg des Acetatanteils im Fermentationsmuster 8 h ppr nach Verfütterung von Pektin gegenüber der Kontrolle. Im Kot wurden keine Auswirkungen der Pektinzulage auf die Acetatanteile beobachtet.

Der Propionsäureanteil im Caecum fiel 8 h ppr im Vergleich zur Kontrolle signifikant ab. Während der weiteren Messzeitpunkte wurden hingegen ähnliche Werte zwischen den beiden Fütterungsgruppen gefunden. Im Kot wurden keine Auswirkungen auf die Anteile des Propionats im Fettsäurenmuster gegenüber der Kontrolle beobachtet.

BOLDUAN et al. (1991) ermittelten einen signifikanten Abfall der Propionatanteile im Fermentationsmuster sowohl im Chymus als auch im Kot nach einer Zulage von Trockenschnitzeln.

Hinsichtlich der Butyratproduktion gibt es in der Literatur widersprüchliche Angaben. DROCHNER (1993) gibt einen Anstieg der Buttersäure nach Fermentation von Pektinen an. BOLDUAN et al. (1991) verzeichneten dagegen einen Abfall der Butyratanteile nach Verabreichung einer Ration mit einem hohen Gehalt an Trockenschnitzeln.

In den vorliegenden Versuchen rief die Pektinsupplementierung im Chymus, der vor der Morgenfütterung bzw. 12 h nach der letzten Fütterung gesammelt wurde, einen signifikanten Anstieg der Anteile an Buttersäure im Fettsäurenmuster hervor. Anschließend waren keine Unterschiede mehr vorhanden. Im Kot waren die Butyratanteile unverändert.

SCHNABEL et al. (1990) stellten in ihren Versuchen nach Verfütterung unterschiedlicher Rationen an Schweine fest, dass sich die Rationswirkung in den Fermentationsparametern am deutlichsten im proximalen Colon und nicht im

Caecum darstellt. Im proximalen Colon hat die Flora ausreichend Zeit, um den Hauptanteil des jeweiligen Substrats abzubauen und somit intensiv auf das Gärungsmuster einzuwirken. In den distalen Darmabschnitten kommt es anschließend aufgrund des Substratverbrauchs und der starken Rückresorption zu einer Vereinheitlichung der Metaboliten.

Beim Vergleich des Fermentationsmusters zwischen den beiden Darmsegmenten ergab sich im Rektum der Tiere eine Verschiebung der Anteile der flüchtigen Fettsäuren im Fettsäurenmuster im Vergleich zum Caecum. Im Kot wurde ein signifikanter Rückgang der Acetatanteile verzeichnet. Die Anteile der verzweigten flüchtigen Fettsäuren und des Valeriat im Fettsäurenmuster waren dagegen unabhängig von der Diät und vom Entnahmezeitpunkt signifikant erhöht.

ROBINSON et al. (1989) verzeichneten keine Unterschiede hinsichtlich der Acetatanteile im Verlauf des Dickdarmes, ermittelten aber einen signifikanten Abfall der Propionatanteile und einen signifikanten Anstieg der Butyratanteile im Fermentationsmuster im hinteren Colonabschnitt im Vergleich zum Caecum der Tiere. Weiterhin wiesen sie im distalen Colon ebenfalls signifikant höhere Anteile an Valeriat und iso-Valeriat gegenüber den Anteilen im Caecum auf. Diese Ergebnisse decken sich mit den Angaben von MACFARLANE et al. (1986). Werden Kohlenhydrate in den distalen Darmabschnitten zum limitierenden Faktor der Energiebereitstellung für die Bakterien, kommt es sowohl zu einer verstärkten Proteolyse und dem damit verbundenen Anstieg alkalischer Fermentationsprodukte als auch zu einer erhöhten Bildung von verzweigten flüchtigen Fettsäuren.

SCHNABEL et al. (1990) stellten im Verlauf der Dickdarmpassage keine signifikante Verschiebung der Essig-, Propion- und Buttersäureanteile fest. Auch FRIEND et al. (1963) fanden ähnliche Anteile an flüchtigen Fettsäuren sowohl im Caecum als auch im Rektum von Schweinen.

Die zugrunde liegenden Daten lassen einen ausgeprägten postprandialen Verlaufsrhythmus der FFS-Gesamtkonzentrationen im Caecumchymus der Schweine in Abhängigkeit von der Zulage erkennen. Im Kot ist dieser Einfluss nicht mehr nachweisbar. Eine Beurteilung des postprandialen Verlaufsrhythmus der flüchtigen Fettsäuren in Abhängigkeit von der Fütterung ist aber alleine aufgrund der Konzentrationen nicht möglich.

Weiterhin geht aus den Ergebnissen hervor, dass Pektin im Gegensatz zum Mannanoligosaccharid einen deutlichen Einfluss auf die Anteile der einzelnen flüchtigen Fettsäuren im Fermentationsmuster nimmt. Die Auswirkung der Zulage auf das Fettsäurenmuster ist allerdings starken postprandialen Schwankungen unterworfen. Eindeutige Schlüsse über die Wirkung der 5 %igen Mannanoligosaccharid- und Pektinzulagen auf die Konzentrationen der flüchtigen Fettsäuren im Caecumchymus und im Kot der Schweine können nicht gezogen werden. In diesem Zusammenhang ist jedoch nicht auszuschließen, dass der hohe Rohfasergehalt in der Grundration ebenfalls einen wesentlichen Beitrag zur Bildung der flüchtigen Fettsäuren leistet und damit die charakteristische Auswirkung der Zulagen auf die flüchtigen Fettsäuren überdeckt.

5.3.1.2. pH-Wert

Die in diesen *in vivo*-Versuchen gezeigten pH-Werte im Caecumchymus der Kontrollgruppe lagen in Abhängigkeit von dem Entnahmezeitpunkt zwischen 5,98 und 6,75 und die pH-Werte im Kot der Kontrollgruppe im Bereich von 6,86 und 6,98. Diese Beobachtungen decken sich weitgehend mit den Angaben in der Literatur. ARGENZIO u. SOUTHWORTH (1974), SCHNABEL et al. (1990), BACH KNUDSEN et al. (1991b), DROCHNER u. HEITZMANN (1994), JENSEN u. JØRGENSEN (1994) und HOUDIJK (1998) sowie STUKE (2003), die Untersuchungen an Ferkeln durchführten, gaben pH-Werte im Caecumchymus an, die je nach Versuch im Bereich zwischen 5,5 und 6,8 bei den jeweiligen Kontrollgruppen lagen.

Sowohl AHRENS u. KAUFMANN (1985) als auch DROCHNER (1984) verzeichneten dagegen höhere pH-Werte von 7,23 bzw. 7,75 im Caecumchymus bei Schweinen.

Die im Kot ermittelten pH-Werte lagen zwischen 6,5 und 6,8 (SCHNABEL et al. 1990; BACH KNUDSEN et al. 1991b; STUKE 2003) sowie bei Ferkeln zwischen 6,69 und 7,04 (Kamphues 1987; KULLA 2001; KERLER 2002). Die Messungen von GEIER (2000) im Kot von Ferkeln ergeben einen pH-Wert von 7,15.

Die Mannanoligosaccharide bewirkten im Caecumchymus der Tiere keine Veränderung der pH-Werte im Vergleich zur Kontrolle. Im Kot wurde hingegen ein leichter Rückgang der pH-Werte sowohl im Vergleich zu der Kontrollgruppe als auch im Vergleich zu der Pektingruppe gemessen. Somit scheint es, dass noch eine

Fermentation der Mannanligosaccharide in den hinteren Darmabschnitten stattfindet.

Keine Beeinflussung des pH-Wertes durch Mannanligosaccharide im Caecum beobachtete SPRING (1996) bei seinen Versuchen mit Küken. Im Kot von Hunden ermittelten ZENTEK et al. (2002) einen pH-Wert-Abfall von 6,9 auf 6,6 nach Verfütterung von Mannanligosacchariden. SWANSON et al. (2002) stellten hingegen einen tendenziellen Anstieg der pH-Werte fest.

Die Zulage von Pektin führte dagegen zu signifikant niedrigeren pH-Werten im Caecumchymus gegenüber der Kontrolle vor der Morgenfütterung und 12 h ppr. Im Kot wurde dagegen keine Veränderung der pH-Werte nach Verfütterung von Pektinen nachgewiesen. Dieser Einfluss der Pektine auf die intestinalen pH-Wert-Verhältnisse wird im Schrifttum mehrfach beschrieben.

AHRENS u. KAUFMANN (1985) erreichten nach einer Infusion von 60 g Pektin ins Caecum eine Absenkung des pH-Wertes um 0,57 Einheiten im Vergleich zu der Kontrolle. Der Effekt der pH-Wert-Erniedrigung durch Pektine im Caecumchymus und im Kot von Schweinen wird ebenfalls von JENSON u. JØRGENSEN (1994) beobachtet. SCHNABEL et al. (1990) riefen einen tendenziellen Rückgang der pH-Werte im Caecum und im Rektum von Schweinen nach Verfütterung von Trockenschnitzeln, die hohe Mengen an Pektin enthalten, hervor. Eine Absenkung der pH-Werte durch Pektinzulagen konnte auch in Exkrementen von Geflügel (DROCHNER 1990) sowie im Caecum und Colon von Ratten (DEMIGNÉ et al. 1980) gezeigt werden.

Die Pektinzulage scheint zu einer intensiveren Fermentation, die eine pH-Wert-Senkung im Dickdarm der Tiere verursacht, zu führen. Parallel zu dem pH-Wert-Abfall konnten AHRENS u. KAUFMANN (1985) sowie SCHNABEL et al. (1990) einen Anstieg an flüchtigen Fettsäuren und einen Rückgang an NH_3 verzeichnen. Diese Veränderung der Parameter kann ebenfalls auf einen hohen mikrobiellen Abbau des Pektins zurückgeführt werden. Die fehlende Auswirkung der Pektine auf die pH-Werte im Kot der Tiere ist wahrscheinlich durch die hohe Fermentierbarkeit der Pektine im Verlauf des Dickdarmes bedingt, so dass im Rektum ein zu geringer Anteil dieses Substrates ankommt, um dort effektiv die Fermentationsvorgänge beeinflussen zu können.

Der pH-Wert im Caecumchymus wies eine typische postprandiale Entwicklung auf. Alle Rationen zeigten einen signifikanten Abfall der pH-Werte in der Periode 4-8 h ppr mit einem anschließenden Anstieg der Werte, die 12 h ppr teilweise sogar die Werte vor der Morgenfütterung numerisch überstiegen. Im Gegensatz zu den Versuchsgruppen wies die Kontrollgruppe bereits direkt nach der Morgenfütterung einen signifikanten Rückgang der pH-Werte auf.

FLEMING et al. (1989) stellten einen Zusammenhang zwischen dem Rückgang der pH-Werte und dem Eintritt von Polyethylenglycol (PEG), das als Transitmarker verwendet wurde, ins Caecum von Schweinen fest. Damit zeigten sie, dass durch die Anflutung von Substrat ins Caecum eine erhöhte Fermentation stattfindet, die zu einer Erniedrigung des pH-Wertes führt. Der anschließende Anstieg der pH-Werte im Verlauf der weiteren postprandialen Periode lässt sich wahrscheinlich einerseits auf das Fehlen von schnell fermentierbaren Kohlenhydraten, die entweder vollständig abgebaut oder weiter nach aboral transportiert wurden, andererseits auf eine rasche Resorption der flüchtigen Fettsäuren aus dem Caecum zurückführen (ARGENZIO 1974). Stehen den Bakterien nicht ausreichend Kohlenhydrate als Energiequelle zur Verfügung, kommt es zu einer verstärkten Proteolyse durch die Mikroorganismen, die in einem Anstieg von alkalischen Fermentationsprodukten wie Ammoniak und Aminen resultiert und damit zu einer pH-Wert-Erhöhung führt (MACFARLANE u. CUMMINGS 1991).

Auch der im Kot beobachtete Anstieg der pH-Werte im Vergleich zum Caecumchymus wird vermutlich durch ein vermindertes Substratangebot in den distalen Darmabschnitten und durch eine fast vollständige Absorption der flüchtigen Fettsäuren im Verlauf des Colons hervorgerufen. Differenzen hinsichtlich der pH-Werte in Abhängigkeit vom Dickdarmabschnitt ermittelten ebenfalls DROCHNER (1984), BACH KNUDSEN et al. (1991), JENSEN u. JØRGENSEN (1994) sowie KERLER (2002).

Beide Zulagen führten zu einer Verringerung der Amplitude zwischen den Minimal- und den Maximalwerten, die bei der Pektingruppe am deutlichsten ausgeprägt war. DROCHNER (1984) ermittelte eine hohe Pufferwirkung von Pektinen in Titrationsversuchen. Ferner zeigte KERLER (2002) einen teilweise signifikanten Anstieg an puffernden Substanzen nach Pektinfütterung wie Na-Hydrogenbicarbonat, Chlorid und Laktat, die ebenfalls extreme pH-Wert-Schwankungen abfangen können.

5.3.1.3. Trockensubstanzgehalt

Die in der Literatur beschriebenen Trockensubstanzgehalte im Caecum von Kontrolltieren bewegen sich in dem Bereich zwischen 13,5 % und 15,6 % (DROCHNER 1984; DROCHNER u. HEITZMANN 1994; SCHNABEL et al. 1990; DOHMS 1997; HOUDIJK 1998; KERLER 2002) sowie im Kot um 30 % (DROCHNER 1984; DEN HARTOG et al. 1988; POTKINS et al. 1991; KERLER 2002) und liegen damit höher als die TS-Gehalte in den eigenen Untersuchungen, die Werte zwischen 7,7 % und 7,9 % im Caecumchymus sowie zwischen 25,1 % und 28,0 % im Kot der Tiere aufwiesen. Kamphues (1987) ermittelte bei seinen Versuchen an Absetzferkeln TS-Gehalte von 22,8 % im Rektuminhalt. KULLA (2001) gibt bei Absetzferkeln TS-Gehalte von 10,9 % im Caecuminhalt und von 25,7 % im Rektuminhalt an.

Diese Differenzen zu den eigenen Untersuchungen ergeben sich vermutlich durch den hohen Anteil an Stroh in der Grundration der Versuchstiere. Laut DROCHNER u. COENEN (1986) begünstigt ein gewisser Zellulose- und Ligninanteil den ileocaecalen Wasserfluss. LOW (1989) wies durch Zellulosezulagen eine erhöhte Wassersekretion ins Ileum sowie höhere Wassergehalte im Rektum von Schweinen nach. Eine deutliche Reduzierung des TS-Gehaltes im Caecumchymus und im Kot durch Zellulosezulagen verzeichnete ebenfalls DOHMS (1997), wobei hier sowohl die absolute Digestmenge als auch die Transitzeit eine erhebliche Rolle spielten.

Im Gegensatz zu den Studien von DROCHNER u. HEITZMANN (1994), in denen ein postprandialer Rhythmus der TS-Gehalte im Caecum von Schweinen gezeigt werden konnte, wurde in diesen Versuchen kein tageszeitlicher Einfluss auf die TS-Gehalte im Caecum der Kontrollgruppe beobachtet.

Direkt vor der Morgenfütterung rief die Zulage von Pektin einen signifikanten Anstieg der TS-Gehalte im Caecum gegenüber der Kontrollgruppe hervor. Im weiteren Tagesverlauf wurden keine Unterschiede mehr hinsichtlich der TS-Gehalte im Caecumchymus der Pektingruppe beobachtet. Diese Ergebnisse stehen im Widerspruch zu dem häufig von anderen Autoren diskutierten Abfall der TS-Gehalte nach Verfütterung von Pektinen (DROCHNER 1984; SCHNABEL et al. 1990; DROCHNER u. HEITZMANN 1994). Das absolut niedrige TS-Niveau erschwert allerdings einen Vergleich.

Ein geringfügiger Anstieg der TS-Gehalte am Ende des Ileums wurde jedoch auch von POTKINS et al. (1991) und von KERLER (2002) im Caecum von Ferkeln verzeichnet.

Den HARTOG et al. (1988) erzielten keine signifikante Veränderung des TS-Gehaltes im Ileum von Schweinen bei einer 5 %igen Pektinzulage (9,6 %) gegenüber der Kontrolle (9,3 %), obwohl die Wasser-Bindungs-Kapazität des Chymus nach Verfütterung von Pektin signifikant angestiegen war.

In den eigenen Untersuchungen nahm der TS-Gehalt im Chymus der Pektingruppe im postprandialen Verlauf von der ersten Probennahme bis 12 h ppr kontinuierlich ab. Wobei der TS-Gehalt 12 h ppr gegenüber dem TS-Gehalt direkt vor der Morgenfütterung signifikant erniedrigt war.

Die Zulage von MOS zu der Ration verursachte keine signifikante Verschiebung der TS-Gehalte im Vergleich zu der Kontrolle. Postprandial wurde im Caecum der MOS-Gruppe 8 h ppr ein signifikanter Anstieg der TS-Gehalte gegenüber den Werten, die 4 h ppr gemessen wurden, ermittelt.

Die Ergebnisse befinden sich in Übereinstimmung mit den Untersuchungen von SPRING (1996), der im Caecum von Küken ebenfalls keine Auswirkung einer MOS-Zulage auf den TS-Gehalt feststellen konnte.

Obwohl *in vitro* eine sehr hohe Wasserbindungskapazität bzw. Quellfähigkeit bei Pektinen nachgewiesen wurde (STEPHEN u. CUMMINGS 1979), können diese Eigenschaften nicht direkt auf die *in vivo*-Verhältnisse übertragen werden. Die Wasserbindungskapazität verschiedener Fasern wird nicht nur durch die physikalisch-chemischen Eigenschaften der Moleküle, sondern auch durch den pH-Wert und die Elektrolytkonzentration in der umgebenden Flüssigkeit bestimmt (BACH KNUDSEN 2001).

Sowohl Pektine als auch Mannanligosaccharide scheinen die TS- und OS-Verdaulichkeit im Dünndarm herabzusetzen (ROTH-MAIER et al. 1993; SWANSON et al. 2002). Somit kann eine Akkumulation von Nährstoffen und ein dadurch bedingter höherer ileocaecaler Fluss zu einem Anstieg der TS-Gehalte führen.

Im Kot wurde dagegen durch die Zulagen eine Erniedrigung der TS-Gehalte gegenüber der Kontrolle hervorgerufen. Bei Verfütterung von MOS ist dieser Unterschied allerdings nur in den Faeces, die vor der Morgenfütterung entnommen wurden, signifikant. Der TS-Gehalt im Kot der Pektingruppe wies hingegen bis 8 h ppr eine signifikante Verringerung der Werte auf.

Postprandial fiel der TS-Gehalt im Kot der Kontrollgruppe nach 4 h signifikant ab und blieb bis 12 h ppr relativ konstant. Ein signifikanter Abfall der TS-Gehalte konnte bei

der MOS-Gruppe 12 h ppr im Vergleich zu dem TS-Gehalt, der bei der ersten Kotentnahme gemessen wurde, verzeichnet werden. Bei Pektinsupplementierung wurden dagegen während des gesamten postprandialen Verlaufs konstante TS-Gehalte ermittelt. KAMPHUES (1987) beobachtete mit zunehmendem postprandialen Abstand einen deutlichen Rückgang der TS-Gehalte, die in den ersten Stunden nach der Fütterung im Kot von Abesetzferkeln bestimmt wurden.

Niedrige TS-Gehalte im Kot durch Pektinzulagen oder nach Verfütterung von pektinreichem Futter erzielten ebenfalls DROCHNER (1984), SCHNABEL et al. (1990), CANH (1998) und TABELING ET AL. (2003), während DEN HARTOG et al. (1988) keinen Effekt der Pektine auf den TS-Gehalt im Kot gegenüber der Kontrolle feststellten.

ZENTEK et al. (2002) beobachteten im Kot von Hunden nach Verabreichung von MOS zu der Grundration einen signifikanten Rückgang der TS-Gehalte von 35,7 % in der Kontrollgruppe auf 31,3 % in der MOS-Gruppe. Darüber hinaus wurde im Kot der MOS-Gruppe der niedrigste Gehalt an ungebundenem Wasser im Vergleich zu anderen Versuchsgruppen gefunden. Eine Auswirkung einer MOS-Supplementierung auf die TS-Gehalte im Kot von Hunden konnten SWANSON et al. (2002) nicht nachweisen.

Das Ausmaß der Wasserabsorption im Dickdarm wird durch die Wechselwirkungen vielfältiger Faktoren bestimmt. Zum einen spielt die Passagegeschwindigkeit und damit die Zeit, die für eine Absorption zur Verfügung steht, eine wichtige Rolle. Zum anderen beeinflusst die Wasserbindungskapazität der Strukturstoffe vor und nach einer Fermentation im Verlauf des Dickdarmes den Wassergehalt der Faeces (EASTWOOD 1992). Wie mehrfach betont, beschleunigen Faserzulagen, unter anderem auch Pektine, die Transitzeit im Dickdarm (DROCHNER u. COENEN 1986), wodurch weniger Nährstoffe, Elektrolyte und Fermentationsprodukte, die durch ihre osmotische Wirkung gleichzeitig einen passiven Wassertransport durch das Epithelium fördern, aus dem Darmlumen absorbiert werden.

Ferner begünstigen leicht fermentierbare Fasern das Wachstum von Bakterien, die zu etwa 80 % aus Wasser bestehen (LOW 1989). Bei intensiven fermentativen Prozessen kommt es damit parallel zu einer vermehrten Ausscheidung von Mikrobenmasse, die einen Einfluss auf den Flüssigkeitsgehalt im Kot ausübt.

Welche Wechselwirkungen in den eigenen Untersuchungen für den Wassergehalt im Caecumchymus und im Kot der Tiere letztendlich verantwortlich sind, lässt sich mit

dieser Versuchsdurchführung nicht beantworten. Es kann aber davon ausgegangen werden, dass beide Zulagen zumindest in den distalen Colonabschnitten zu einem höheren Wassergehalt im Lumen führen.

5.3.2. Einfluss von Mannanoligosaccharid und Pektin *in vitro*

5.3.2.1. Fermentation von MOS und Pektin in Abhängigkeit von der Fütterung der Inokulumspendertiere

Es galt abzuklären, inwieweit sich die Zulage der *in vitro* zu untersuchenden Substrate, MOS und Pektin, zu der Ration der Inokulumspendertiere auf die *in vitro*-Fermentation dieser Substrate in Form von Nettogasbildung, FFS-Gesamtkonzentration und Fermentationsmuster auswirkt.

Wurde MOS mit dem Chymus der Tiere inkubiert, die MOS als Zulage zu der Ration erhielten, so wurde in den ersten 4 h eine schneller anlaufende *in vitro*-Bildung des Nettogases und der FFS-Gesamtkonzentrationen gegenüber den Ansätzen, die mit dem Chymus der Kontrollgruppe durchgeführt wurden, beobachtet. Bei längerer Inkubationsdauer wurden keine Unterschiede mehr nachgewiesen. Weiterhin wurde gegenüber den Inkubationen mit dem Chymus der Kontrollgruppe ein in Abhängigkeit von der Inkubationsdauer signifikant höherer Anstieg des Butyratanteils im Fettsäurenmuster ermittelt. Bei den Inkubationen mit Kot als Inokulum wurde dagegen kein Einfluss der Fütterung der Tiere auf die *in vitro*-Parameter festgestellt. Beim Abbau von Pektin wurden nach 4 h Inkubationsdauer sowohl bei der Fermentation mit dem Chymus als auch mit dem Kot der Tiere, an die Pektin verfüttert wurde, signifikant höhere Nettogaswerte sowie höhere FFS-Gesamtkonzentrationen im Vergleich zu den Inkubationen mit den Digesta der Kontrolltiere bestimmt. Darüber hinaus konnten zu allen Ablesezeitpunkten signifikant höhere Nettogaswerte bei der Kotmethode gegenüber den Inkubationen mit den Digesta der Kontrollgruppe verzeichnet werden. Weiterhin führte die Pektinzulage bei der Chymusmethode zu signifikant höheren Butyratanteilen sowie zu signifikant niedrigeren Propionatanteilen im Fermentationsmuster. Bei der

Kotmethode wurden 4 h ppr signifikant niedrigere Propionatanteile im Fermentationsmuster im Vergleich zur Kontrolle beobachtet.

Einige Versuche belegen, dass es nach Verfütterung verschiedener Zulagen zu einer Veränderung der mikrobiellen Darmpopulation kommen kann.

VAREL u. POND (1985) stellten einen Anstieg cellulolytischer Spezies nach Verfütterung hoher Mengen an Rohfaser fest. DURMIC et al. (1998) beobachteten nach Verfütterung von RS einen Anstieg der Gesamtmenge an Mikroben, besonders der gramnegativen Bakterien.

Eine Konzentrationsverschiebung der einzelnen flüchtigen Fettsäuren zugunsten von Butyrat ermittelten VINCE et al. (1990), als sie verschiedene Kohlenhydrate *in vitro* inkubierten und dabei den Kot von Spendern, die diese Kohlenhydrate in ihrer Diät erhielten, als Inokulum verwendeten. Das Spektrum der flüchtigen Fettsäuren in den Blindwerten wies dabei die gleichen Tendenzen auf. MONSMA u. MARLETT (1995, 1996) kommen in ihren Versuchen zu der Schlussfolgerung, dass die Fütterung einer bestimmten Diät bzw. ein bestimmtes Substrates an die Inokulumspendertiere die Bildung der *in vitro*-Fermentationsprodukte verändern kann.

BARRY et al. (1995) gelangten bei ihren *in vitro*-Inkubationen von Zellulose und Pektin mit menschlichen Faeces als Inokulum hingegen zu dem Schluss, dass eine Vorfütterung der *in vitro* zu fermentierende Rohfaser an die Inokulumspender nicht notwendig ist. Sie erreichten durch die Vorfütterung des *in vitro* zu inkubierenden Substrats lediglich eine höhere *in vitro*-Fermentationsrate in der Anfangsphase. Die Verdaulichkeit der Substrate und das Spektrum der flüchtigen Fettsäuren wurden dabei nicht beeinflusst. Zu diesem Ergebnis kamen auch CHRISTENSEN et al. (1999) im Rahmen ihrer *in vitro*-Versuche mit Schweinekot als Inokulum.

Aufgrund der Ergebnisse ist davon auszugehen, dass eine Zulage der *in vitro* zu untersuchenden Substrate zur Ration der Inokulumspendertiere zu einer schneller anlaufenden Fermentation führt. Im weiteren Verlauf der Inkubationen konnte die Abbaubarkeit der Substrate durch die Fütterung jedoch nicht gesteigert werden.

In Abhängigkeit von dem Substrat in der Ration scheint es zu einer Verschiebung bzw. zu einer Änderung der mikrobiellen Zusammensetzung oder zu einer Modifikation der bakteriellen Metabolisierung im Caecumchymus und im Kot zu

kommen, da bei der *in vitro*-Fermentation das Fermentationsmuster ebenfalls beeinflusst wird.

Somit ist eine Fütterung des *in vitro* zu untersuchenden Substrats an die Inokulumspandertiere keine Voraussetzung, um eine optimale *in vitro*-Abbaubarkeit dieses Substrats zu gewährleisten. Eine gleichbleibende Fütterung der Spendertiere während einer Versuchsphase ist aber für die Beurteilung verschiedener Substrate hinsichtlich ihrer *in vitro*-Fermentationsprodukte von erheblicher Bedeutung.

5.3.2.2. Fermentation von MOS und Pektin sowie von gefriergetrocknetem Caecumchymus im Vergleich

Reine Substrate oder unverdaute Rohfasern spiegeln nicht die physiologische Zusammensetzung der Dickdarmdigesta wider, die letztendlich der mikrobiellen Dickdarmpopulation zur Fermentation zur Verfügung steht. Die Digesta enthalten zusätzlich erhebliche Mengen an resistenter Stärke, Proteinen, Fett und Asche (MONSMA u. MARLETT 1995). Die Nährstoffanalyse des gefriergetrockneten Chymus der Versuchsgruppen ergab in den eigenen Studien folgende Zusammensetzung: etwa 14 % Proteingehalt, 21 % Rohfasergehalt mit einem Zelluloseanteil zwischen 24 % und 26 % sowie 38 % (Kontroll-Gruppe) und 40 % (MOS- und Pektin-Gruppe) NfE. Weiterhin kann angenommen werden, dass bei einer 5 %igen Pektin- oder MOS-Zulage in der Diät sowie einer 80 %igen Verdaulichkeit der organischen Substanz im Dünndarm von Schweinen die Konzentration dieser Zulagen auf 20 % im Dickdarm ansteigen kann. Dies gilt aber nur unter der Voraussetzung, dass diese nicht im Dünndarm verdaut werden.

Es sollte nun ermittelt werden, ob sich die MOS- und Pektinanteile in der Ration, die im Blinddarm der Versuchstiere ankommen, auf die *in vitro*-Fermentationsprodukte auswirken. Hierzu wurde gefriergetrockneter Caecumchymus der einzelnen Versuchsgruppen mit Caecumchymus und Kot inkubiert und hinsichtlich der Fermentationsparameter untersucht. Anschließend wurden diese Parameter mit den Fermentationsprodukten, die beim mikrobiellen Abbau von reinem MOS und reinem Pektin *in vitro* gebildet werden, verglichen.

Allgemein wurden keine Unterschiede hinsichtlich der Konzentration der flüchtigen Fettsäuren und des Fermentationsmusters im modifizierten HFT zwischen dem gefriergetrockneten Caecumchymus der einzelnen Versuchsgruppen beobachtet.

Bei der *in vitro*-Fermentation des reinen Mannanligosaccharids wurden nach 24 h Inkubation signifikant höhere FFS-Gesamtkonzentrationen im Vergleich zu der Fermentation des gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe beobachtet. Die Inkubation mit dem Chymus der MOS-Gruppe als Inokulum zeigte keine Unterschiede zwischen den beiden Substraten im Verlauf der *in vitro*-Fermentation. Die Inkubation des reinen Mannanligosaccharids ergab signifikant niedrigere Anteile des Acetats und signifikant höhere Anteile des Propionats im Fettsäurenmuster im Vergleich zu dem *in vitro*-Abbau des gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe.

Die Fermentation des reinen Pektins führte im Verlauf der gesamten Inkubationsdauer unabhängig von dem Inokulum zu signifikant höherer Nettogasbildung und zu signifikant höheren FFS-Gesamtkonzentrationen gegenüber der Inkubation des gefriergetrockneten Caecumchymus der Pektingruppe. Die Acetatanteile waren dabei bei der Inkubation des reinen Pektin stets signifikant höher und die Propionat- sowie die Butyratanteile im Fettsäurenmuster signifikant niedriger.

Bei der Inkubation des gefriergetrockneten Chymus als Substrat muss berücksichtigt werden, dass der Darm im Gegensatz zum HFT ein dynamisches System ist, bei dem die aufgenommenen Nährstoffe im Verlauf der Darmpassage zahlreichen Veränderungen unterliegen. Dabei kann es aufgrund der luminalen Verhältnisse (Enzyme, pH, Gallensäuren etc.) zu Modifikation der physikalisch-chemischen Eigenschaften dieser Substanzen kommen und damit zu einer Beeinflussung der Fermentationsprozesse (MILLARD u. CHESSON 1984; AUFFRET et al. 1993). Bestimmte Kohlenhydrate wie Pektine oder β -Glucane können zum Teil bereits im terminalen Ileum bakteriell gespalten werden, während Zellulose, Xylane und Arabinoxylane fast bis zu 100% unverdaut am Ende des Dünndarms ankommen (BACH KNUDSEN u. HANSEN 1991a; BACH KNUDSEN et al. 1993). Eine erhebliche Auswirkung einer enzymatischen Vorverdauung von Rohfasern auf deren Fermentationseigenschaften wurde ebenfalls von HOEBLER et al. (1998) bestätigt. Es spielte dabei keine Rolle, ob diese Vorverdauung *in vitro* oder *in vivo* erfolgte.

Das Spektrum der flüchtigen Fettsäuren hängt stark von der Quelle und der Menge der NSP, den leicht verdaulichen Kohlenhydraten sowie Proteinen nutritiven und endogenen Ursprungs ab (STANOGLIAS u. PEARCE 1985; FLEMING et al. 1989; BACH KNUDSEN et al. 1991b; CONWAY 1994). Aufgrund der verhältnismäßig langen Inkubationsdauer gegenüber der Verweildauer der Digesta im Caecum von Schweinen, wird den Mikroben wahrscheinlich ausreichend Zeit zur Verfügung gestellt, um ebenfalls den hohen Rohfaser- sowie Rohproteinanteil in dem Caecumchymus abzubauen. Die flüchtigen Fettsäuren, die beim mikrobiellen *in vitro*-Abbau dieser Substrate entstehen, tragen essentiell zu dem Fermentationsmuster bei und maskieren damit den Einfluss der Zulagen, die im Caecum der Tiere ankommen.

Um die Frage des Einflusses der Zulagen im Caecumchymus der Tiere auf die *in vitro*-Fermentationsparameter zu beantworten und damit ebenfalls einen Vergleich mit den *in vitro*-Fermentationsparametern der reinen Substrate zu ermöglichen, wäre für die zukünftigen Untersuchungen zu überlegen, auch das Ileum als Substratentnahmeort zu wählen, sowie die *in vitro*-Fermentationsparameter nach einer relativ kurzen Inkubationsdauer zu bestimmen.

5.3.2.3. Überprüfung der Übertragbarkeit der *in vitro*-Ergebnisse auf die Verhältnisse *in vivo*

Da eine Untersuchung der mikrobiellen Fermentationsleistungen im Dickdarm mit einem hohen experimentellen Aufwand und mit einer Haltung von fistulierten Tieren verbunden ist, wurde im letzten Versuchsteil geprüft, ob eine Übertragung des Fermentationsmusters, das bei der *in vitro*-Inkubation von MOS und Pektin entsteht, auf die *in vivo*-Verhältnisse, die im Caecumchymus und im Kot nach Verfütterung dieser Substrate herrschen, möglich ist.

Sowohl das Fermentationsmuster des *in vitro* fermentierten Mannanoligosaccharids als auch des Pektins ergab im Verlauf der Inkubationsdauer von 4 h bis 12 h gute Übereinstimmungen mit dem Fermentationsmuster, das 4 h bis 12 h postprandial im Caecumchymus der jeweiligen Gruppe bestimmt wurde.

AHRENS et al. (1991) erreichten im HFT ebenfalls eine gute Übereinstimmung mit ihren *in vivo*-Ergebnissen nach Verfütterung einer 5 %igen Pektinzulage. Als *in vitro*-Substrat verwendet sie dabei allerdings ein Substratgemisch aus gefriergetrocknetem Caecumchymus, der die aus dem Ileum ins Caecum anflutenden Substrate nachahmen sollte, und 20 % reiner Pektinzulage.

Beim Vergleich der Inkubationen mit Kot als Inokulum mit den Verhältnissen im Kot der Tiere wurden bei der Fermentation von MOS nur Übereinstimmungen hinsichtlich der Acetat- und Butyratanteile im Fettsäurenmuster und bei der Fermentation von Pektin hinsichtlich der Propionatanteile nachgewiesen. Besonders deutlich wurde der Unterschied zwischen den *in vivo*- und *in vitro*- Fermentationsmustern in Bezug auf die verzweigten flüchtigen Fettsäuren, die *in vitro* teilweise unter der Nachweisgrenze lagen und *in vivo* relativ hohe Werte erreichten. Dies scheint dadurch bedingt zu sein, dass die meisten Kohlenhydrate in den vorderen Abschnitten des Dickdarms abgebaut werden und es in den hinteren Colonabschnitten aufgrund des veränderten Substratangebots zu einer verstärkten Proteinferrmentation kommt, die das Fettsäurenmuster bestimmt (MACFARLANE et al. 1992). Darüber hinaus werden das *in vivo*-Fermentationsmuster nicht nur durch die Fermentationsrate, sondern auch durch die Absorptionsrate der flüchtigen Fettsäuren bestimmt, die unter anderem von der Kettenlänge der flüchtigen Fettsäuren abhängt (LY 1974; CUMMINGS u. MACFARLANE 1991; BREVES u. STÜCK 1995).

Der modifizierte Hohenheimer Futterwerttest erlaubt eine Prüfung prinzipieller Unterschiede der *in vivo*-Verhältnisse im Caecum von Schweinen anhand der Inkubation reiner Substrate. Er bietet jedoch lediglich eine Annäherung an die *in vivo*-Verhältnisse.

6. ZUSAMMENFASSUNG

Da die Untersuchung von Fermentationsprozessen *in vivo* beim Schwein sehr aufwendig ist, wurden verschiedene *in vitro*-Systeme entwickelt, um die Fermentationsvorgänge im Dickdarm zu simulieren. Als Inokulum wird meistens Kot verwendet, da seine Entnahme nur einen geringen tierexperimentellen Aufwand erfordert. Einige Autoren berichten jedoch von einer unterschiedlichen bakteriellen Besiedlung der einzelnen Dickdarmabschnitte, die sich in Abhängigkeit von dem Entnahmeort des Inokulums auf den *in vitro*-Fermentationsablauf auswirken könnte.

Im Rahmen dieser Arbeit sollte der von MENKE et al. (1979) entwickelte Hohenheimer Futterwerttest (HFT) zur Bewertung des energetischen Futterwertes von Futtermitteln für Wiederkäuer so modifiziert werden, dass Fermentationsprozesse, die im Caecumchymus und im Kot des Schweines ablaufen, anhand der Nettogasbildung und der Bildung flüchtiger Fettsäuren *in vitro* erfasst werden können.

Im einzelnen wurden folgende Fragestellungen untersucht:

1. Der Einfluss des Inokulums (Caecumchymus, Kot) auf die Fermentation verschiedener Substrate *in vitro*.
2. Der Einfluss der Fütterung der Inokulumspendertiere auf den Fermentationsverlauf *in vitro*.
3. Vergleich von Fermentationsparametern *in vitro* und *in vivo*.

Zur Klärung dieser Fragen wurden folgende Parameter untersucht:

in vitro: Nettogas, Gesamtkonzentration der flüchtigen Fettsäuren (FFS) und das Fermentationsmuster

in vivo (im Caecumchymus und im Kot): Gesamtkonzentration der flüchtigen Fettsäuren, Fermentationsmuster, pH-Wert und Trockensubstanzgehalt (TS-Gehalt) in Abhängigkeit von postprandialen (ppr) Abstand

Für die Gewinnung des Caecumchymus wurden die Schweine am Caecum mit T-Kanülen fistuliert. Die Kotentnahme erfolgte rektal.

Die Rationen bestanden aus: 68 % (Versuch 1 und 2) bzw. 63 % (Versuch 3) Gerste, 18 % Sojaextraktionsschrot, 3 % (Versuch 1 und 2) bzw. 2,9 % (Versuch 3) Mineralfutter, 11 % Stroh sowie in Versuch 3 aus 0,1 % Titanoxid und je nach Versuchsgruppe 5 % Maisquellstärke (Kontrollgruppe), 5 % Mannanligosaccharid (MOS) oder 5 % Pektin (Versuchsgruppen).

Die Resultate können wie folgt zusammengefasst werden:

(1) In den ersten 12 h der *in vitro*-Fermentation wurden signifikant höhere Nettogaswerte und FFS-Gesamtkonzentrationen bei den Inkubationen mit Caecumchymus im Vergleich zu den Inkubationen mit Kot nachgewiesen. Nach 24 h übte das Inokulum keinen Einfluss mehr aus.

(2) Die Nettogasbildung, die FFS-Gesamtkonzentrationen und das Fermentationsmuster waren signifikant von dem inkubierten Substrat abhängig.

(3) Die Werte der *in vivo* untersuchten Parameter variieren im Caecumchymus in Abhängigkeit von postprandialem Abstand. Im Kot wurden dagegen, mit Ausnahme der TS-Gehalte im Kot der Kontroll- und der Mannanligosaccharid(MOS)-Gruppe, keine zeitabhängigen Veränderungen dieser Parameter ermittelt.

(4) Die MOS-Zulage übte *in vivo* keinen Einfluss auf die untersuchten Parameter aus. Im Kot konnte allerdings ein signifikanter Abfall der TS-Werte 0 h ppr gegenüber der Kontrolle festgestellt werden.

Der Zusatz von Pektin führte zu keiner Veränderung der FFS-Gesamtkonzentrationen *in vivo*. Im Caecumchymus wurde ein signifikanter Anstieg des Butyratanteils im Fettsäurenmuster 0 h ppr sowie eine signifikante Erhöhung des Acetatanteils auf Kosten des Propionats im Fermentationsmuster 8 h ppr erreicht. Weiterhin wurden im Caecumchymus die pH-Werte 0 h und 12 h ppr signifikant gesenkt. Der TS-Gehalt war 0 h ppr signifikant erhöht. Im Kot wurden die TS-Gehalte durch das Pektin 0 h und 8 h ppr gesenkt.

(5) Erfolgte die Inkubation von MOS und Pektin mit den Digesta der Spendertiere, an die diese Substrate verfüttert wurden, so konnten nach 4 h eine höhere Nettogasbildung sowie höhere FFS-Gesamtkonzentrationen gegenüber den Inkubationen mit den Digesta der Kontrollgruppe nachgewiesen werden. Nach 24 h wurden keine Unterschiede mehr in Abhängigkeit von der Fütterung der Inokulumspendertiere ermittelt.

Die Verfütterung der *in vitro* zu untersuchenden Substrate an die Inokulumspendertiere bedingte aber eine signifikante Verschiebung der *in vitro*-Fermentationsmuster.

(6) Die Inkubationen des gefriergetrockneten Caecumchymus der verschiedenen Versuchsgruppen wiesen keine signifikanten Unterschiede hinsichtlich der *in vitro*-Fermentationsparameter in Abhängigkeit von der Fütterung der Tiere auf.

(7) Die *in vitro*-Fermentationsparameter, die bei der Inkubation des MOS und des Pektins in reiner Form ermittelt wurden, unterscheiden sich signifikant von den Parametern, die bei der Inkubation des gefriergetrockneten Caecumchymus der jeweiligen Fütterungsgruppe festgestellt wurden.

(9) Das *in vitro*-Fermentationsmuster sowohl des fermentierten MOS als auch des Pektins mit Caecumchymus als Inokulum ergab eine gute Übereinstimmungen mit dem Fermentationsmuster, das *in vivo* nach Verfütterung dieser Substrate im Caecumchymus bestimmt wurde. Das Fermentationsmuster im Kot der Tiere unterschied sich dagegen signifikant von den Fermentationsparametern, die bei den Inkubationen des MOS und des Pektins gemessen wurden.

Schlussfolgerung:

In dem modifizierten HFT kann Kot anstelle von Caecumchymus als Inokulum verwendet werden. Das System ist geeignet, um die Fermentationsparameter verschiedener Substrate beurteilen zu können. Dabei ist eine gleich bleibende Fütterung der Inokulumspendertiere während einer Versuchsphase für die Beurteilung des *in vitro*-Fermentationsmusters von erheblicher Bedeutung.

Der modifizierte HFT erlaubt eine Prüfung prinzipieller Unterschiede der *in vivo*-Verhältnisse im Caecum von Schweinen anhand der Inkubation reiner Substrate. Er bietet jedoch lediglich eine Annäherung an die *in vivo*-Verhältnisse.

7. SUMMARY

Dagmar Duda: “Fermentation of selected carbohydrates (in particular mannanoligosaccharide and pectin) *in vivo* and *in vitro* (“Hohenheim Gas Test”) in pig”.

Since the analysis of fermentation processes *in vivo* in pig is very complicated, several different *in vitro* systems have been developed in order to stimulate the fermentation processes in the large intestine. Faeces are often used as inoculum, because it is readily available and the irritation of the animal is minimized. However, according to reports of some researches a different microbial population in the different sections of the large intestine, which could effects the fermentation process in dependency of the section of extraction of the inoculum, takes place.

Within the setting of this thesis the “Hohenheimer Gas Tast” (HFT) of Menke et al. (1979), developed to evaluate the nutritive value of forages for ruminant animals, should be modified the way that the fermentation proceedings in caecal chyme and in faeces of pigs could be recorded according to gas production and the formation of volatile fatty acids.

Therefore, the following subjects have been investigated:

Effect of the inoculum (caecal chyme / faeces) on the fermentation characteristics of different substrates *in vitro*.

Effect of mannanoligosaccharide and pectin added to the diet of the inoculum donors on the fermentation parameters *in vitro*.

Effect of the supplements on the fermentation parameters *in vivo* and the comparison of the fermentation characteristics *in vitro* and *in vivo*.

To elucidate these problems the following parameters have been analysed:

in vitro: gas production, formation of volatile fatty acids (VFAs) and the fermentation pattern

in vivo (in caecal chyme and in faeces): the formation of VFAs, the fermentation pattern, pH and the dry matter content (DM content) at different postprandial (ppr) intervals

Chyme was collected from pigs fitted with t-cannulas at the caecum. The extraction of faeces was done from the rectum.

(The dietary composition consisted of: 68 % (trial 1 and 2) or 63 % (trial 3) barley, 18 % soybeanmeal (extracted), 3 % (trial 1 and 2) or 2,9 % (trial 3) minerals, 11 % straw and in trial 3 0.1 % titanoxid and in dependence on the trial group 5 % maize meal (control group), 5 % mannanoligosaccharide or 5% pectin (treatment groups).

The results can be summarized as follows:

(1) The *in vitro* fermentation with caecal chyme as inoculum increased the gas production and the VFAs concentration during the first 12 h significantly as compared to the incubations with faeces as inoculum. After 24 h incubation the inoculum had no effect on the *in vitro* fermentation products.

(2) The *in vitro* fermentation of different substrates showed individual gas production, formation of VFAs and fermentation patterns.

(3) In the caecal chyme the values of the *in vivo* investigated parameters showed postprandial rhythm. In the faeces there was no fluctuation of the values of the parameters postprandially, excepting the dry matter content in the faeces of the control and the MOS-group.

(4) Adding MOS to the diet did not show an effect on the parameters *in vivo*. Though, the dry matter content decreased 0 h ppr as compared to the control group.

The addition of pectin did not show a changing of the concentration of VFAs *in vivo*. In the caecal chyme there was a significant increase of the proportion of butyrate in the fermentation pattern 0 h ppr and a significant increase of the proportion of acetate and a decrease of propionate in the fermentation pattern 8 h ppr. Further, the pH in the caecal chyme declined in the interval 0 h and 12 h ppr significantly. The dry matter content increased 0 h ppr.

In the faeces there was no effect of the additive neither on the fermentation pattern nor on the pH. The dry matter content decreased 0 h ppr and 8 h ppr compared to the control group.

(5) Carrying out the incubation of MOS and pectin with the digesta of the inoculum donors that received these substrates in their diets, led to a significantly higher gas production and a higher formation of VFAs concentration after 4 h compared to the incubation with the digesta from the control group. After 24 h of incubation no

differences according to the diet of the inoculum donors could be observed. Feeding the substrates, which were used for the *in vitro* fermentation to the inoculum donors, caused a significant shift of the fermentation patterns *in vitro*.

(6) The incubation of the freeze dried caecal contents of the different trial groups showed no significant effects of the supplements on the fermentation parameters *in vitro*.

(7) The *in vitro* fermentation parameters of the incubation of MOS and pectin differed from the parameters determined during the incubation of the freeze dried contents of the different trial groups significantly.

(9) The fermentation patterns as well of the *in vitro* fermented MOS as of the pectin with caecal chymus as inoculum corresponded well with the fermentation patterns which were investigated in the caecal chyme of the animals postprandially. While the fermentation pattern in the faeces of the animals differed significantly from the fermentation parameters taken during the incubation of MOS and pectin with faeces as inoculum.

Conclusion:

Faeces can be used instead of chyme as inoculum in the modified HFT. The method is suitable to assess the production of fermentation parameters from different substrates. But an unchanged diet of the inoculum donors during an experimental phase is considerably important for the assessment of the fermentation pattern.

With the modified HFT a suitable method is provided for screening basic differences from the *in vivo* conditions in the caecum of pigs due to the incubation of original substrates. But it supplies only a limited approach to the conditions *in vivo*.

8. LITERATURVERZEICHNIS

AHRENS, F. u. W. KAUFMANN (1985):

Messungen zur Fermentation im Dickdarm am Modell Miniaturschwein unter besonderer Berücksichtigung der Eiweißumsetzungen.

Z. Tierphysiol. 53, 150-169

AHRENS, F., J. SCHÖN, u. M. SCHMITZ (1991):

A discontinuous *in vitro* technique for measuring hindgut fermentation in pigs.

in: 5th Int. Sympos. Dig. Physiol. in Pigs, Wageningen 1991, Proc. S. 226-230

AIPLE, K.-P. (1993):

Vergleichende Untersuchungen mit Pansensaft und Kot als Inokulum im Hohenheimer Futterwerttest.

Hohenheim, Univ., Fak. Agrarwiss. Diss.

ALLISON, M.J., I.M. ROBINSON, J.A. BUCKLIN u. G.D. BOOTH (1979):

Comparison of bacterial populations of the pig cecum and colon based upon enumeration with specific energy sources.

Appl. Environ. Microbiol. 37, 1142-1151

ANNISON, G. u. D.L. TOPPING (1994):

Nutritional role of resistant starch: chemical structure vs. physiological function. Annual Rev. Nutr. 14, 297-320

ARGENZIO, R.A. (1981):

Short-chain fatty acids and the colon.

Dig. Dis. Sci. 26, 97

ARGENZIO, R.A. u. D. LEBO (1980):

Ion transport by the pig colon: effects of time and anesthesia.

Am. J. vet. Res. 41, 39-45

ARGENZIO, R.A. u. M. SOUTHWORTH (1974):

Sites of organic acid production and absorption in gastrointestinal tract of the pig.

Am. J. Physiol. 228, 454-460

ARGENZIO, R.A., M. SOUTHWORTH, J.E. LOWE u. C.E. STEVENS (1977):

Interrelationship of Na, HCO₃ and volatile fatty acid transport by equine large intestine.

Am. J. Physiol. 233, E469-E478

ARGENZIO, R.A. u. S.C. WHIPP (1979):

Interrelationship of sodium, chloride, bicarbonate and acetate transport by the colon of the pig.

J. Physiol. 295, 365-381

ASP, N.-G. (1992):

Resistant starch.

Europ. J. Clin. Nutr. 46, S1

AUFFRET, A., J.-L. BARRY u. J.-F. THIBAUT (1993):

Effect of chemical treatments of sugar beet fibre on their physico-chemical properties and on their in-vitro fermentation.

J. Sci. Food Agric. 61, 195-203

BACH KNUDSEN, K.E. (2001):

The nutritional significance of "dietary fibre" analysis.

Anim. FEED Sci. Technol. 90, 3-20

BACH KNUDSEN, K.E. u. N. CANIBE (1997):

Digestion of carbohydrates in the small and large intestine of pigs fed on wheat or oat based rolls.

in: 7th Int. Sympos. Dig. Physiol. in Pigs, Saint Malo 1997, Proc. S 562-566

BACH KNUDSEN, K.E. u. I. HANSEN (1991A):

Gastrointestinal implications in pigs of wheat and oat fractions: 1. Digestibility and bulking properties of polysaccharides and other major constituents.

Br. J. Nutr. 65, 217-232

BACH KNUDSEN, K.E., B.B. JENSEN, J.O. ANDERSEN u. I. HANSEN (1991B):

Gastrointestinal implications in pigs of wheat and oat fractions: 2. Microbial activity in the gastrointestinal tract.

Br. J. Nutr. 65, 233-248

BACH KNUDSEN, K.E., B.B. JENSEN u. I. HANSEN (1993):

Digestion of polysaccharides and other major components in the small and large intestine of pigs fed on diets consisting of oat fractions rich in β -D-glucan.

Br. J. Nutr. 70, 537-556

BARRY, J.-L. C. HOEBLER, G.T. MACFARLANE, S. MACFARLANE, J.C. MATHERS, K.A. REED, P.B. MORTENSEN, I. NORDGAARD, I.R. ROWLAND u. C.J. RUMNEY (1995):

Estimation of the fermentability of dietary fibre *in vitro*: a European interlaboratory study.

Br. J. Nutr. 74, 303-322

BAUER, E. (2002):

In vitro fermentation characteristics of carbohydrate-rich feedstuffs using faeces and mixed microbial populations from the pig large intestine.

Hohenheim, Univ., Fak. Agrarwiss. Diss.

BERGMAN, E.N. (1990):

Energy Contributions of Volatile Fatty Acids from the gastrointestinal tract in various species.

Physiol. Rev. 70, 567-590

BILGER, M. (1994):

Vergleichende Untersuchungen zur "in vitro-Fermentation" nach Verwendung von Blinddarmchymus des Schafes und Pansensaft als Inokulum.

Hohenheim, Fak. Agrarwiss., Diplomarbeit.

BOILA, R.J., M.O. SALOMONAS, L.P. MILLIGAN u. F.X. AHERNE (1981):

The effect of dietary propionic acid on cholesterol synthesis in swine.

Nutr. Rep. Int. 23, 1113-1121

BOLDUAN, G. u. H. JUNG (1980):

Ernährungsphysiologische Problemstellung bei frühabgesetzten Ferkeln.

Monatsh. Veterinärmed. 41, 524-527

BOLDUAN, G., E. SCHNABEL u. M. BECK (1991):

Fermentierungseffekte in Dickdarmabschnitten beim Schwein.

in: M. KIRCHGEßNER (Hrsg.): Fortschr. Tierphysiol. Tierernähr., Beih. 22, 80-88

Verlag Paul Parey, Hamburg, Berlin

BORNET, F.R.J. (2001):

Fructo-oligosaccharides and other fructans: chemistry, structure and nutritional effects.

in: B.V. McCLEARY u. L. PROSKY (Hrsg.): Advanced Dietary Fibre Technology.

Blackwell Science Ltd, Oxford, Berlin, S. 480-493

BREVES, G. u. K. STÜCK (1995):

Short-chain fatty acids in the hindgut.

in: J.H. CUMMINGS, J.L. ROMBEAU AND T. SAKATA (Hrsg.): Physiological and clinical aspects of short-chain fatty acids.

Cambridge University Press, Cambridge, S. 73-85

BUGAUT, M. (1987):

Occurrence, absorption and metabolism of short chain fatty acids in the digestive tract of mammals.

Comp. Biochem. Physiol. 86, 439-472

BUGAUT, M. u. M. BENTÉJAC (1993):

Biological effects of short-chain fatty acids in nonruminant mammals.

Ann. Rev. Nutr. 217-227

BUSKE, B., B. ZACHARIAS u. W. DROCHNER (2000):

Der modifizierte HFT (Hohenheimer Futterwerttest) zur Simulation der colonalen Fermentation beim Schwein.

112. VDLUFA-Kongress. VDLUFA-Verlag, Darmstadt

CABIB, E. u. R. ROBERTS (1982):

Synthesis of the yeast cell wall and its regulation.

Ann. Rev. Biochem. 51, 763-793

CANH, T.T., A.L. SUTTON, A.J.A. AARNINK, M.W.A. VERSTEGEN, J.W. SCHRAMA u. G.C.M. BAKKER (1998):

Dietary carbohydrates alter the fecal composition and pH and the ammonia emission from slurry of growing pigs.

J. Anim. Sci. 76, 1887-1895

CASTERLINE, J.L., C.J. OLES u. Y. KU (1997):

In vitro fermentation of various food fiber fractions.

J. Agric. Food Chem. 45, 2463-2467

CHEN, W.-J., J.W. ANDERSON u. D. JENNINGS (1984):

Propionate may mediate the hypocholesterolemic effects of certain soluble plant fibers in cholesterol-fed rats.

Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 175, 215-218

CHESSON, A., A.J. RICHARDSON u. J.A. ROBERTSON (1985):

Fibre digestion and bacteriology of the digestive tract of pigs fed cereal and vegetable fibre.

in: A. JUST, H. JØRGENSEN u. J.A. FERNANDEZ (Hrsg.): Dig. Physiol. in Pigs Frederksberg Bogtrykkerei, Copenhagen 1985, S. 272-275

CHRISTENSEN, D.N., K.E. BACH KNUDSEN, J. WOLSTRUP u. B.B. JENSEN (1999):

Integration of ileum cannulated pigs and *in vitro* fermentation to quantify the effect of diet composition on the amount of short-chain fatty acids available from fermentation in the large intestine.

J. Sci. Food Agric. 79, 755-762

CONWAY, P.L. (1994):

Function and regulation of the gastrointestinal microbiota of the pig.

in: 6th Int. Sympos. Dig. Physiol. in Pigs, Bad Doberan 1994, Proc. S. 231-240

CUMMINGS, J.H. u. H.N. ENGLYST (1987):

Fermentation in the human large intestine and the available substrates.

Am. J. Clin. Nutr. 45, 1243-1255

CUMMINGS, J.H. u. G.T. MACFARLANE (1991):

The control and consequences of bacterial fermentation in the human colon.

J. Appl. Bacteriol. 70, 443-459

CZERKAWSKI, J.W. (1976):

The artificial rumen.

Lab. Pract. 25, 15-20

CZERKAWSKI, J.W. (1986):

An introduction to rumen studies.

Pergamon Press, Oxford

CZERKAWSKI, J.W. u. G. BRECKENRIDGE (1977):

Design and development of a long term rumen simulation technique (Rusitec).

Br. J. Nutr. 38, 371-384

DARCY-VRILLON, B. M.-T., C. MOREL, F. CHERBUY, L. BERNARD, F. POSHO, J.-C. BLACHIER, P.-H. MESLIN u. DUEE (1993):

Metabolic characteristics of pig colonocytes after adaptation to a high fiber diet.

J. Nutr. 123, 234-243

DAVIES, D.R., M.K. THEODOROU, J. BAUGHAN, A.E. BROOKS u. J.R. NEWBOLD (1995):

An automated pressure evaluation system (APES) for determining the fermentation characteristics of ruminant feeds.

Ann. Zootech. 44, S36

DEKKER, J. u. J.K. PALMER (1981):

Enzymatic degradation of the plant cell wall by a Bacteroides of human fecal origin.

J. Agric. Food Chem. 29, 480-484

DE LANGE, C.F.D. (2000):

Characterization of the non-starch polysaccharides.

in: P.J. MOUGHAN, M.W.A. VERSTEGEN u. M.I. VISSER-REYNEVELD (Hrsg.):

Feed evaluation – principles and practice.

Wageningen Press, Wageningen

DEMIGNÉ, C., C.RÉMÉSY u. Y. RAYSSIGUIER (1980):

Effect of fermentable carbohydrates on volatile fatty acids, ammonia and mineral absorption in the rat *in vivo*.

Reprod. Nutr. Develop. 20, 1351-1359

DEN HARTOG, L.A., J. HUISMAN, W.J.G. THIELEN, G.H.A. VAN SCHAYK, H. BOER u. E.J. VAN WEERDEN (1988):

The effect of including various structural polysaccharides in pig diets on ileal and faecal digestibility of amino acids and minerals.

Livest. Prod. Sci. 18, 157-170

DIERICK, N.A., I.J. VERVAEKE, D.I. DEMEYER u. J.A. DECUYPERE (1989):
Approach to the energetic importance of fibre digestion in pigs. I. Importance of
fermentation in the overall energy supply.
Anim. Feed Sci. Technol. 23, 141-167

DOHMS, J. (1997):
Untersuchungen zum Einfluß steigender Zellulosezulagen auf die Verdaulichkeit der
Rohnährstoffe und ausgewählte Parameter von Caecumchymus und Faeces beim
Göttinger Miniaturschwein.
Hohenheim, Univ. Fak. Agrarwiss., Diss.

DRASAR, B.S. (1988):
The bacterial flora of the intestine.
in: I.R. ROWLAND (Hrsg.): Role of the Gut Flora in Toxicity and Cancer.
Academic Press, London, S. 23-38

DREYER, J. (1990):
In vitro-Untersuchungen mit der Colon-Simulations-Technik (COSITEC) zum
mikrobiellen Stoffwechsel im Dickdarm von Schweinen.
Göttingen, Univ., Fachber. Agrarwiss., Diss.

DROCHNER, W. (1984):
Einfluß wechselnder Rohfaser- und Pektinergehalte im Futter auf einige praecaecale
und postileale Verdauungsvorgänge beim wachsenden Schwein.
Fortschr. Tierphysiol. Tierernähr. Beih. 14.
Verlag Paul Parey, Hamburg, Berlin

DROCHNER, W. (1987):
Untersuchungen zur Verdauung im Dickdarm des Schweines.
Fortschr. Tierphysiol. Tierernähr. Beih. 17.
Verlag Paul Parey, Hamburg, Berlin

DROCHNER, W. (1993):

Digestion of carbohydrates in the pig.

Arch. Anim. Nutr. 43, 95-116

DROCHNER, W., I.H. CERCI, B. STADERMANN u. H. LÜDERS (1990):

Einfluß steigender Zulagen niedrigveresterten Pektins in der Diät auf den Stoffwechsel von Legehennen – geprüft mit Hilfe von „Pair-Feeding-Versuchen“.

Arch. Anim. Nutr. 40, 431-442

DROCHNER, W. u. M. COENEN (1986):

Pflanzliche Strukturstoffe in der Schweineernährung (Diätetische Aspekte).

Übers. Tierernähr. 14, 1-50

DROCHNER, W. u. W. HEIZMANN (1994):

Parameters of cecal chymus in the pig affected by variation of fibre, water and sodium supply.

in: 6th Int. Symp. Dig. Physiol. in Pigs, Bad Doberan 1994, Proc. S. 129-131

DROCHNER, W. u. H. MEYER (1991):

Verdauung organischer Substanzen im Dickdarm verschiedener Haustierarten

in: M. KIRCHGEßNER (Hrsg.): Fortschr. Tierphysiol. Tierernähr. Beih. 22: 80-88

Verlag Paul Parey. Hamburg, Berlin

DURMIC, Z., D.W. PETHICK, J.R. PLUSKE u. D.J. HAMPSON (1998):

Changes in bacterial populations in the colon of pigs fed different sources of dietary fibre, and the development of swine dysentery after experimental infection.

J. Appl. Microbiol. 85, 574-582

DURRINGTON, P.N., A.P. MANNING, C.H. BOLTON u. M. HARTOG (1976):

Effect of Pektin on serum lipids and lipoproteins, whole-gut transit-time and stool weight.

Lancet 2, 394-396

EASTWOOD, M.A. (1992):

The physiological effect of dietary fiber: an update.

Ann. Rev. Nutr. 12, 19-35

EASTWOOD, M.A. (1973):

Vegetable fiber: it`s physical properties.

Proc. Nutr. Soc. 32, 137-143

EASTWOOD, M.A., W.G. BRYDON u. D.M.W. ANDERSON (1986):

The effect of the polysaccharide composition and structure of dietary fibers on cecal fermentation and fecal excretion.

Am. J. Clin. Nutr. 44, 51-55

EDWARDS, C.A., I.T. JOHNSON u. N.W. READ (1988):

Do viscous polysaccharides reduce absorption by inhibiting diffusion or convection.

Europ. J. Clin. Nutr. 42, 307-312

ENGELHARDT, W.V., M. BURMESTER, K. HANSEN, BG. ECKER u. G. RECHKEMMER (1993):

Effects of amiloride and ouabain and short-chain fatty acid transport in guinea pig large intestine.

J. Physiol. 460, 455-466

ENGELHARDT, W.V. u. G. RECHKEMMER (1992):

Segmental differences of short-chain fatty acid transport across guinea pig large intestine.

Exp. Physiol. 77, 491-499

ENGELHARDT, W.V., K. RÖNNAU, G. RECHKEMMER u. T. SAKATA (1989):

Absorption of short-chain fatty acids and their role in the hindgut of monogastric animals.

Anim. Feed Sci. Technol. 23, 43-53

ENGLYST, H.N. u. J.H. CUMMINGS (1987):

Digestion of the polysaccharides of potatoe in the small intestine of man.

Am. J. Clin. Nutr. 45, 423-431

ENGLYST, H.N. u. J.H. CUMMINGS (1990):

Dietary fibre and starch: definition, classification and measurement.

in: A.R. LEEDS (Hrsg.): Dietary Fibre Perspectives-Reviews and Bibliography.

John Libbey, London, S. 3-26

ENGLYST, H.N., S. HAY u. G.T. MACFARLANE (1987):

Polysaccharide breakdown by mixed populations of human faecal bacteria.

FEMS Microbiol. Ecol. 95, 163-171

EWART, J.M. (1974):

Continuous *in vitro* rumen systems.

Proc. Nutr. Soc. 33, 125-133

EWING, W.N u. D.J.A. COLE (1994):

“The living gut”.

Dungannon, Ireland.

FARRELL, D.J. u. K.A. JOHNSON (1970):

Utilization of Zellulose by pigs and its effects on caecal function.

Anim. Prod. 14, 209-217

FLEMING, S.E., M.D. FITCH u. M.W. CHANSLER (1989):

High-fiber diets: influence on characteristics of cecal digesta including short-chain fatty acid concentrations and pH.

Am. J. Clin. Nutr. 50, 93-99

FRIEND, D.W., H.M. CUNNINGHAM u. J.W.G. NICHOLSON (1963):

The production of organic acids in the pig. II. The effect of diet on the levels of volatile fatty acids and lactic acid in sections of the alimentary tract.

Can. J. Anim. Sci. 43, 156-168

FULLER, R., L.G.M. NEWLAND, C.A. BRIGGS, R. BRAUDE u. K.G.MITCHELL (1960):

The normal intestinal flora of the pig. IV. The effect of dietary supplements of penicillin, chlortetracycline or copper sulphate on the faecal flora.

J. Appl. Bacteriol. 23, 195-205

GÄDEKEN, D., G. BREVES u. H.J. OSLAGE (1989):

Efficiency of energy utilization of intracaecally infused volatile fatty acids in pigs.

in: Proc. 11th on Energy Metabolism of Farm Animals, Lunteren, Netherlands, 1988, Vol. 43, S. 115-118

GEIER, U. (2000):

Wirkung organischer Säuren und Probiotika auf Parameter der Kotkonsistenz im "Überfütterungsmodell Schwein".

Hohenheim, Univ., Fak. Agrarwiss., Diplomarb.

GIBSON, G.R. u. M.B. ROBERFROID (1995):

Dietary modulation of the human colon microbiota: introducing the concept of prebiotics.

J. Nutr. 125, 1401-1412

GLITSØ, L.V., G. BRUNSGAARD, S. HØJSGAARD, B. SANDSTRÖM u. K.E. BACH KNUDSEN (1998):

Intestinal degradation in pigs of rye dietary fibre with different structural characteristics.

Br. J. Nutr. 80, 457-468

GOERING, H.K u. P.J. VAN SOEST (1970):

Forage fibre analysis.

USDA Agriculture Handbook No. 379

GRAHAM, H. u. P. ÅMAN (1991):

Nutritional aspects of dietary fibres.

Anim. Feed Sci. Technol. 32, 143-158

GRAHAM, H., K. HESSELMAN u. P. ÅMAN (1986):

The influence of wheat bran and sugar-beet pulp on the digestibility of dietary components in a cereal-based pig diet.

J. Nutr. 116, 246-251

HAGUE, A., D.J. ELDER, D.J. HICKS u. C. PARASKEVA (1995):

Apoptosis in colorectal tumor cells: induction by short-chain fatty acids butyrate, propionate and acetate and by bile salt deoxycholate.

Int. J. Canc. 60, 400-406

HARIG, J.M., S.M. KNAUP, J. SHOSHARA, P.K. DUDEJA, K. RAMASWAMY u. T.A. BRASITUS (1990):

Transport of N-butyrate into human colonic luminal membrane vesicles.

Gastroenterol. 98, A543

HARIG, J.M., E.K. NG, P.K. DUDEJA, T.A. BRASITUS u. K. RAMASWAMY (1996):

Transport of n-butyrate into human colonic luminal membrane vesicles.

Am. J. Physiol. 271, G415-422

HAZEM, A. u. W. DROCHNER (1975):

Beitrag zur Blinddarmkanülentechnik beim Schwein.

Z. Versuchstierk. 17, 35-40

HENDERICKX, H.K. u. D. GIESECKE (1973):

Verfahren zur Untersuchung des Stoffwechsels im Pansen.

in: D. GIESECKE u. H.K. HENDERICKX (Hrsg.): Biologie und Biochemie der mikrobiellen Verdauung.

BLV-Verlagsgesellschaft, München, Bern, Wien, S. 126-134

HILLMAN, K. (2001):

Bacteriological aspects of the use of antibiotics and their alternatives in the feed of non-ruminant animals.

in: P.C. GARNSWORTHY u. J. WISEMAN (Hrsg.): Recent Advances in Animal Nutrition

Nottingham University Press, Nottingham, S. 107-134

HOEBLER, CH., F. GUILLON, A. FARDET, CH. CHERBUT u. J.-L. HRRY (1998):

Gastrointestinal or simulated *in vitro* digestion changes dietary fibre properties and their fermentation.

J. Sci. Food Agric. 77, 327-333

HOLTUNG, K., H.S. RASMUSSEN u. P.B. MORTENSEN (1992):

An *in vitro* study of short-chain fatty acid concentrations, production and absorption in pig (*sus scrofa*) colon.

Comp. Biochem. Physiol. 103A, 189-197

HOUDIJK, J.G.M (1998):

Effect of non-digestible oligosaccharides in young pig diets.

Wageningen, Landbouwniv., Diss.

IMOTO, S. u. S. NAMIOKA (1978):

VFA-production in the pig large intestine.

J. Anim. Sci. 47, 467-478

JACOBASCH, G., D. SCHMIEDL u. K. SCHMEHL (1997):

Darmkrebsprävention durch resistente Stärke?

Ernährungs-Umschau 44 Heft 10, 369-373

JENSEN, B.B. (1993):

The possibility of manipulation the microbial activity in the digestive tract of monogastric animals.

in: Proc. 44th Annual EAAP Meeting, Aarhus, Denmark

JENSEN, B.B. u. H. JØRGENSEN (1994):

Effect of dietary fiber on microbial activity and microbial gas production in various regions of the gastrointestinal tract of pigs.

Appl. Environ. Microbiol. 60, 1897-1904

JENTSCH, W., M. BEYER u. H. WITTENBURG (1990): Untersuchungen zur energetischen Verwertung von Zuckerrüben Trockenschnitzeln, Rohzucker und Apfelpektin durch wachsende Schweine.

Arch. Anim. Nutr. 40, 1067-1084

JEROCH, H., W. DROCHNER u. O. SIMON (1999):

Ernährung landwirtschaftlicher Nutztiere.

Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart.

JIN, L., L.P. REYNOLDS, D.A. REDMER, J.S. CATON u. J.D. CRENSHAW (1994):

Effects of dietary fibre on intestinal growth, cell proliferation, and morphology in growing pigs.

J. Anim. Sci. 72, 2270-2278

KAMPHUES, J. (1987):

Untersuchungen zu Verdauungsvorgängen bei Absetzferkeln in Abhängigkeit von Futtermenge und -zubereitung sowie von Futterzusätzen.

Hannover, Tierärztl. Hochsch., Habil.-Schr.

KARPPINEN, S., K. LIUKKONEN, A.-M. AURA, P. FORSELL u. K. POUTANEN (2000):

In vitro fermentation of polysaccharides of rye, wheat and oat brans and inulin by human faecal bacteria.

J. Sci. Food Agric. 80, 1469-1476

KENNELLY, J.J., F.X. AHERNE u. W.C. SAUER (1981):

Volatile fatty acid production in the hindgut of swine.

Can. J. Anim. Sci. 61, 349-361

KERLER, A. (2002):

Zur Wirkung verschiedener Pektindosierungen auf Verdauungsprozesse beim Absetzferkel.

München, Univ., Tierärztl. Fak., Diss.

KESTING, U., E. SCHNABEL u. G. BOLDUAN (1989):

Umfang und Wirkung von Fermentierungen im Dickdarm des Schweines.

Arch. Anim. Nutr. 40, 10

KIRCHGESSNER, M. u. H.L. MÜLLER (1991):

Energy utilization via hindgut fermentation in pigs.

Adv. Anim. Physiol. Anim. Nutr. 22, 41-49

KLEESSEN, B., G. STOOF, J. PROLL, D. SCHMIEDL, J. NOACK u. M. BLAUT (1997):

Feeding resistant starch affects fecal and cecal microflora and short-chain fatty acids in rats.

J. Anim. Sci. 75, 2453-2462

KRIPKE, S. A., A.D. FOX, J.M. BERMAN, G.R. SETTLE u. J.L. ROMBEAU (1989):

Stimulation of intestinal mucosal growth with intracolonic infusion of short-chain fatty acids.

J. Parenter. Enter. Nutr. 13, 109-116

KOLB, E. u. H. GÜRTLER (1971):

Die Hauptnährstoffe des Tierkörpers.

Ernährungsphysiologie der landwirtschaftlichen Nutztiere.

VEB Gustav Fischer Verlag, Jena.

KULLA, S. (2001):

Untersuchungen zum Einfluss von Kaliumdiformiat als Futterzusatz auf das Keimspektrum und Parameter des mikrobiellen Stoffwechsels im Chymus sowie verschiedene Verdauungsprozesse von Absetzferkeln.

Hannover, Tierärztl. Hochsch., Diss.

LEHNINGER, A.L., L.N. DAVID u. M.M. COX (1994):

Prinzipien der Biochemie.

2. Aufl., Spektrum Akademischer Verlag Heidelberg, Berlin, Oxford.

LETERME, P., L. PIRARD, A. THEWIS u. E. FRANCOIS (1991):

A note on the rate of passage of digesta in pigs ileo-rectostomized or fitted with a T-cannula.

Anim. Prod. 53, 253-256

LONGLAND, A.C., A.G. LOW u. W.H. CLOSE (1988):

Contribution of carbohydrate fermentation to energy balance in pigs.

in: Proc. 4th Int. Symp. Dig. Physiol. in Pigs, Jablonna, 1988

LOW, A.G. (1985):

Role of dietary fibre in pig diets.

in: Recent Advances in Animal Nutrition.

Nottingham University Press, Nottingham, S. 137-162

LOW, A.G. (1989):

Secretory Response of the pig gut to non-starch polysaccharides.

Anim. Feed Sci. Technol., 23, 55-65

LY, J. (1974):

Caecal function in the pig: VFA content and utilization by the caecal wall.

Cub. J. Agric. Sci. 8, 247-254

MACFARLANE, G.T. u. J.H. CUMMINGS (1991):

The colonic flora, fermentation, and large bowel digestive function.

in: S.F. PHILLIPS, J.H. PEMBERTON u. R.G. SHORTER (Hrsg.): The Large Intestine: Physiology, Pathophysiology, and Diseases.

Raven Press, Ltd., New York, S. 51-94

MACFARLANE, G.T., J.H. CUMMINGS u. C. ALLISON (1986):

Protein degradation by human intestinal bacteria.

J. gen. Microbiol. 132, 1647-1656

MACFARLANE, G.T., G.R. GIBSON, E. BEATTY u. J.H. CUMMINGS (1992):

Estimation of short-chain fatty acid production from protein by human intestinal bacteria based on branched-chain fatty acid measurements.

FEMS Microbiol. Ecol. 101, 81-88

MARTIN, L.J.M., H.J.W. DUMON u. M.M.J. CHAMP (1998):

Production of short-chain fatty acids from resistant starch in a pig model.

J. Sci. Food Agric. 77, 71-80

MATHERS, J.C. u. L.D. DAWSON (1991):

Large bowel fermentation in rats eating processed potatoes.

Br. J. Nutr. 66, 313-329

MATHERS, J.C. u. J.S. GOODLAD (1999):

Carbohydrate fermentation and microbial cell growth in suspensions of pig large bowel contents.

Sci. Alim. 19, 491-497

MAY, T., I. MACKIE u. K. GARLEB (1994):

Effect of fibre source on short-chain fatty acid production and on the growth and toxin production by *Clostridium difficile*. Scandinavian.

J. Gastroenterol. 29, 916-922

MCBURNEY, M.I., L.U. THOMPSON, D.J. CUFF u. D.J.A. JENKINS (1988):

Comparison of ileal effluents, dietary fibers, and whole foods in predicting the physiological importance of colonic fermentation.

Am. J. Gastroenterol. 83, 536-540

MENKE, K.-H. u. W. HUSS (1975):

Tierernährung und Futtermittelkunde.

Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart

MENKE, K.-H., L. RAAB, A. SALEWSKI, H. STEINGASS, D. FRITZ u. W. SCHNEIDER (1979):

The estimation of the digestibility and metabolizable energy content of ruminant feedingstuffs from the gas production when they are incubated with rumen liquor *in vitro*.

J. Agric. Sci. 93, 217-222

MEYER, D. u. B. TUNGLAND. (2001):

Non-digestible oligosaccharides and polysaccharides: their physiological effects and health implications.

in: B.V. MCCLEARY u. L. PROSKY (Hrsg.): Advanced Dietary Fibre Technology.

Blackwell Science Ltd, Oxford, Berlin, S. 455-470

MILLARD, P. u. A. CHESSON (1984):

Modifications to swede (*Brassica napus* L.) anterior to the terminal ileum of pigs: some implications for the analysis of dietary fibre.

Br. J. Nutr. 52, 583-594

MONSMA, D.J. u. J.A. MARLETT (1995):

Rat cecal inocula produced different patterns of short-chain fatty acids than fecal inocula in *in vitro* fermentations.

J. Nutr. 12, 2463-2470

MONSMA, D.J. u. J.A. MARLETT (1996):

Fermentation of carbohydrate in rat ileal excreta is enhanced with cecal inocula compared with fecal inocula.

J. Nutr. 126, 554-563

MOORE, W.E.C., L.V.H. MOORE, E.P. CATO, T.D. WILKINS u. E.T. KORNEGAY (1987):

Effect of high-fiber and high-oil diets on the fecal flora of swine.

Appl. Environ. Microbiol. 53, 1638-1644

MORTENSEN, P.B., K. HOLTUNG u. H.S. RASMUSSEN (1988):

Short-chain fatty acid production from mono- and disaccharides in a fecal incubation system: implications for colonic fermentation of dietary fiber in humans.

J. Nutr. 118, 321-325

MUL, A.J. u. F.G. PERRY (1994):

The role of fructo-oligosaccharides in animal nutrition.

in: P.C: GARNSWORTHY u. D.J.A. COLE (Hrsg.): Recent Advances in Animal Nutrition

Nottingham University Press, Nottingham, S. 57-79

MÜLLER, H.L u. M. KIRCHGESSNER, M. (1985):

Energetische Verwertung von Pektin bei Sauen.

Z. Tierphysiol. 54, 14-20

NAUMANN, K., R. BASSLER, R. SEIBOLD u. K. BARTH (1976):

Die chemische Untersuchung von Futtermitteln. Methodenbuch, Band III mit Ergänzungslieferung 1983, 1988 u. 1993, VDLUFA-Verlag, Darmstadt

NOBLET, J. u. K.E. BACH KNUDSEN (1997):

Comparative digestibility of wheat, maize and sugar beet pulp non-starch polysaccharides in Adult sows and growing pigs.

in: 7th Int. Symp. Dig. Physiol. in Pigs, Saint Malo, 1997, Proc. S. 571-574

NOBLET, J. u. G. LE GOFF (2001):

Effect of dietary fibre on the energy value of feeds for pigs.

Anim. Feed Sci. Technol. 90, 35-52

PARKS, C.W., J.L. GRIMES, P.R. FERKET u. A.S. FAIRCHILD (2001):

The effect of mannanoligosaccharides, Bambermycins and virginiamycin on performance of large white male market turkeys.

Poult. Sci. 80, 718-723

PLUSKE, J.R., D.W. PETHICK, Z. DURMIC, D.J. HAMPSON u. B.P. MULLAN (1999):
Non-starch polysaccharides in pig diets and their influence on intestinal microflora, digestive physiology and enteric disease.

in: P. C. GARNSWORTHY u. J. WISEMAN (Hrsg.): Recent Advances in Animal Nutrition.

Nottingham University Press, Nottingham, S. 189-226

POTKINS, Z.V., T.L.J. LAWRENCE u. J.R. THOMLINSON (1991):

Effects of structural and non-structural polysaccharides in the diet of the growing pig on gastric emptying rate of passage of digesta to the terminal ileum and through the total gastrointestinal tract.

Br. J. Nutr. 65, 391-413

PRYDE, S.E., A.J. RICHARDSON, C.S. STEWART u. H.J. FLINT (1999):

Molecular analysis of the microbial diversity present in the colonic wall, colonic lumen, and cecal lumen of pig.

Appl. Environ. Microbiol. 65, 5372-5377

RAAB, L. (1980):

Untersuchungen über den Proteinabbau und die Proteinsynthese im künstlichen Pansen.

Hohenheim, Univ., Fak. Agrarwiss., Diss.

RECHKEMMER, G. u. W.V. ENGELHARDT (1988):

Concentration- and pH-dependence of short-chain fatty acid absorption in the proximal and distal colon of guinea pig (*Cavia porcellus*).

Comp. Biochem. Physiol. 91A, 659-663

RECHKEMMER, G., M. WAHL, W. KUSCHINSKY u. W.V. ENGELHARDT (1986): pH-microclimate at the luminal surface of the intestinal mucosa of guinea pig and rat. *Pflügers Archiv* 407, 33-40

RÉMÉSY, C., C. DEMIGNÉ u. C. MORAND (1995):
Metabolism of short-chain fatty acids in the liver.
in: J.H. CUMMINGS, J.L. ROMBEAU, u. T. SAKATA (Hrsg.): *Physiological and clinical aspects of short-chain fatty acids*.
Cambridge University Press, Cambridge, S. 171-190

RÉRAT, A. (1978):
Digestion and absorption of carbohydrates and nitrogenous matters in the hindgut of the omnivorous nonruminant animal.
J. Anim. Sci. 46, 1808-1837

RITZHAUPT, A., A. ELLIS, K.B. HOSIE u. S.P. SHIRAZI-BEECHEY (1998):
The characterization of butyrate transport across pig and human colonic luminal membrane.
J. Physiol. 507, 819-830

ROBERFROID, M.B. (1993):
Dietary fiber, inulin and oligofructose: a review comparing their physiological effects.
Crit. Rev. Food Sci. Nutr. 33, 103-148

ROBERFROID, M.B. (1998):
Prebiotics and synbiotics: concepts and nutritional properties.
Br. J. Nutr. 80, S197-S202.

ROBINSON, I.M., M.J. ALLISON u. J.A. BUCKLIN (1981):
Characterization of the cecal bacteria of normal pigs.
Appl. Environ. Microbiol. 41, 950-955

ROBINSON, J.A., W.J. SMOLENSKI, M.L. OGILVIE u. J.P. PETERS (1989):

In vitro total-gas, CH₄, H₂, volatile fatty acid, and lactate kinetics studies a luminal contents from the small intestine, cecum and colon of the pig.

Appl. Environ. Microbiol. 2460-2467

ROBINSON, I.M., S.C. WHIPP, J.A. BUCKLIN u. M.J. ALLISON (1984):

Characterization of predominant bacteria from the colons of normal and dysenteric pigs.

Appl. Environ. Microbiol. 48, 964-969

ROEDIGER, W.E. u. A. MOORE (1981):

Effect of short-chain fatty acid on sodium absorption in isolated human colon perfused through the vascular bed.

Dig. Dis. Sci. 26, 100-106

ROTH, F.X.; M. KIRCHGESSNER u. H.L. MÜLLER (1988):

Energetische Verwertung von intracaecal infundierter Essig- und Propionsäure bei Sauen.

J. Anim. Physiol. Anim. Nutr. 59, 211-217

ROTH-MAIER, D.A., A. MACHMÜLLER, M. KREUZER u. M. KIRCHGESSNER (1993):

Effects of pectin supplementation on the digestion of different structural carbohydrate fractions and on bacterial nitrogen turnover in the hindgut of adult sows.

Anim. Feed Sci. Technol. 42, 177-191

RÖNNAU, K., D. GUTH u. W.V. ENGELHARDT (1989):

Absorption of dissociated and undissociated short-chain fatty acids across the colonic epithelium of guinea pig.

Quart. J. Exp. Physiol. 74, 511-519

RUPPIN, H., S. BAR-MEIR, K.H. SOERGEL, C.M. WOOD u. M.G. SCHMITT (1980):

Absorption of short-chain fatty acids by the colon.

Gastroenterol. 78, 1500-1507

RUSSELL, E.G. (1979):

Types and distribution of anaerobic bacteria in the large intestine of pigs.

Appl. Environ. Microbiol. 37, 187-193

SAKATA, T. (1987):

Stimulatory effect of short chain fatty acids on epithelial cell proliferation in the rat intestine: a possible explanation for trophic effects of fermentable fiber, gut microbes and luminal trophic factors.

Br. J. Nutr. 58, 95-103

SAKATA, T., M. ADACHI, M. HASHIDA, N. SATO u. T. KOJIMA (1995):

Effect of n-butyric acid on epithelial cell proliferation of pig colonic mucosa in short-term culture.

Deutsche tierärztl. Wochenschrift 102, 163-164

SALANITRO, J.P., I.G. BLAKE u. P.A. MUIRHEAD (1977):

Isolation and identification of fecal bacteria from adult swine.

Appl. Environ. Microbiol. 33, 79-84

SALMINEN, S., C. BOULEY, M.-C. BOUTRON-RAULT, J.H. CUMMINGS, A. FRANCK, G.R. GIBSON, E. ISOLAURI, M.-C. MOREAU, M. ROBERFROID u. I. ROWLAND (1998):

Functional food science and gastrointestinal physiology and function.

Br. J. Nutr. 80, S147-S171

SALVADOR, V., CH. CHERBUT, J.-L. BARRY, D. BERTRAND, CH. BONNET u. J. DELORT-LAVAL (1993):

Sugar composition of dietary fibre and short-chain fatty acid production during *in vitro* fermentation by human bacteria.

Br. J. Nutr. 70, 189-197

SALYERS, A.A. (1979):

Energy sources of major intestinal fermentative anaerobes.

Am. J. Clin. Nutr. 32, 158-163

SALYERS, A.A., J.K. PALMER u. T.D. WILKINS (1978):

Degradation of polysaccharides by intestinal bacterial enzymes.

Am. J. Clin. Nutr. 31, S128–S130

SALYERS, A.A., S.E.H. WEST, J.R. VERCELLOTTI u. T.D. WILKINS (1977):
Fermentation of mucins and plant polysaccharides by anaerobic bacteria from human colon.

Appl. Environ. Microbiol. 529-533

SAUNDERS, D.R. (1991):

Absorption of short-chain fatty acids in human stomach and rectum.

Nutr. Res. 11, 841-847

SAVAGE, D.C. (1977):

Microbial ecology of the gastrointestinal tract.

Ann. Rev. Microbiol. 31, 107-133

SAVAGE, D.C. (1986):

Gastrointestinal microflora in mammalian nutrition.

Ann. Rev. Nutr. 6, 155-178

SCHLEGEL, H.G. (1992):

Allgemeine Mikrobiologie.

7. Aufl., Georg Thieme Verlag, Stuttgart

SCHNABEL, E., R. SCHNEIDER u. G. BOLDUAN (1990):

Mikrobielle Metaboliten in den Dickdarmabschnitten des Schweines bei rohfaserreichen Rationen.

Arch. Anim. Nutr. 40, 39-45

SPRING, P. (1996):

Effects of mannanoligosaccharide on different cecal parameters and on cecal concentrations of enteric pathogens in poultry.

Zürich, Swiss Federal Institute of Technology, Diss.

STADERMANN, B., G. YILDIZ u. W. DROCHNER (1992):

Vergleichende Untersuchungen verschiedener schwerverdaulicher Kohlenhydrate zur Kausalanalyse der Pektinunverträglichkeit beim Geflüger.

Unveröffentlicht

STANOGLIAS, G. u. G.R. PEARCE (1985a):

The digestion of fibre by pigs. 2. Volatile fatty acid concentrations in large intestine digesta.

Br. J. Nutr. 53, 531-536

STANOGLIAS, G. u. G.R. PEARCE (1985b):

The digestion of fibre by pigs. 3. Effects of the amount and type of fibre on physical characteristics of segments of the gastrointestinal tract.

Br. J. Nutr. 53, 537-548

STEINGASS, H. (1983):

Bestimmung des energetischen Futterwertes von wirtschaftseigenen Futtermitteln aus der Gasbildung bei der Pansenfermentation *in vitro*.

Hohenheim, Univ., Fak. Agrarwiss., Diss.

STEPHEN, A.M. u. J.H. CUMMINGS (1979):

The microbial contribution to human faecal mass.

J. Med. Microbiol. 13, 45-56

STEVENS, CH.E. (1978):

Physiological implications of microbial digestion in the large intestine of mammals: relation to dietary factors.

Am. J. Clin. Nutr. 31, S161-S168

STEWART, W.E., D.G. STEWART u. L.H. SCHULTZ. (1958):

Rates of volatile fatty acid production in the bovine rumen.

J. Anim. Sci. 17, 723-736

STUKE, O. (2003):

Untersuchungen zu möglichen infektionsprophylaktischen Effekten verschiedener Futterzusätze (Ameisen- und Zitronensäure / Lactulose / Pankreasenzyme) unter der Bedingungen einer experimentellen oralen Belastung mit E. coli (Absetzferkel) bzw. mit S. Derby (Mastschweine).

Hannover, Tierärztl. Hochsch., Diss.

SWANSON, K. S., C.M. GRIESHOP, E.A. FLICKINGER, L.L. BAUER, H.-P. HEALY, K.A. DAWSON, N.R. MERCHEN u. JR., G.C. FAHEY (2002):

Supplemental fructooligosaccharides and mannanoligosaccharides influence immune function, ileal and total tract nutrient digestibilities, microbial populations and concentrations of protein catabolites in the large bowel of dogs.

J. Nutr. 132, 980-989

TABELING, R., S. SCHWIER u. J. KAMPHUES (2003):

Effects of different feeding and housing conditions on dry matter content and consistency of faeces in sows.

J. Anim. Physiol. Anim. Nutr. 87, 116-121

TANNOCK, G.W., R. FULLER u. K. PEDERSEN (1990):

Lactobacillus succession in the piglet digestive tract demonstrated by plasmid profiling.

Appl. Environ. Microbiol. 56, 1310-1316

THEODOROU, V., J. FIORAMONTI u. L. BUÉNO (1989):

Water absorption from the pig proximal colon: relations with feeding and flow of digesta.

Quart. J. Exp. Physiol. 74, 521-529

THEODOROU, M.K., B.A. WILLIAMS, M.S. DHANOA, A.B. MCALLAN u. J. FRANCE (1994):

A simple gas production method using a pressure transducer to determine the fermentation kinetics of ruminant feeds.

Anim. Feed Sci. Technol. 48, 185-197

THIBAULT, J.-F. u. M.-C. RALET (2001):

Pectins, their origin, structure and functions.

in: B.V. McCLEARY u. L. PROSKY (Hrsg.): Advanced Dietary Fibre Technology.

Blackwell Science Ltd, Oxford, Berlin, S. 369-378

VAN LAAR, H. (2000):

Soya beans and maize: The effect of chemical and physical structure of cell wall polysaccharides on fermentation kinetics.

Wageningen, Univ., Diss.

VAREL, H.H. u. W.G. POND (1985):

Enumeration and activity of cellulolytic bacteria from gestating swine fed various levels of dietary fibre.

Appl. Environ. Microbiol. 49, 858-862

VERNAY, M. (1986):

Colonic absorption of inorganic ions and volatile fatty acids in rabbit.

Comp. Biochem. Physiol. 83A, 775-784

VINCE, A.J., N.I. MCNEIL, J.D. WAGER u. O.M. WRONG (1990):

The effect of lactulose, pectin, arabinogalactan and Zellulose on the production of organic acids and metabolism of ammonia by intestinal bacteria in a faecal incubation system.

Br. J. Nutr. 63, 17-26

VORAGEN, F., G. BELDMAN u. H. SCHOLS (2001):

Chemistry and enzymology of pectins.

in: B.V. McCLEARY u. L. PROSKY (Hrsg.): Advanced Dietary Fibre Technology.

Blackwell Science Ltd, Oxford, Berlin, S. 379-396

WARREN, R.A.J. (1996):

Microbial hydrolysis of polysaccharides.

Ann. Rev. Microbiol. 50, 183-212

WENK, C. (2001):

The role of dietary fibre in the digestive physiology of the pig.

Anim. Feed Sci. Technol. 90, 21-33

WISKER, E., M. DANIEL, G. RAVE u. W. FELDHEIM (2000):

Short-chain fatty acids produced *in vitro* from fibre residues obtained from mixed diets containing different breads and in human faeces during the ingestion of the diets.

Br. J. Nutr. 84, 31-37

WITTENBRINK, M.M., G. AMTSBERG u. J. KAMPHUES (1984):

Darm- und Fäkalflora von Absatzferkeln mit ernährungsbedingter Diarrhoe infolge forciertes Futteraufnahme.

Deutsche tierärztl. Wochenschrift 91, 387-391

YEN, J.T., J.A. NIENABER, D.A. HILL u. W.G. POND (1991):

Potential contribution of absorbed volatile fatty acids to whole-animal energy requirement in conscious swine.

J. Anim. Sci. 69, 2001-2012

ZENTEK, J., B. MARQUART u. T. PIETRZAK (2002):

Intestinal effects of mannanoligosaccharides, transgalactooligosaccharides, lactose and lactulose in dogs.

J. Nutr. 132, 1682S-1684S

ZOETENDAL, E.G., A.D.L. AKKERMANS u. W.M. DE VOS (1998):

Temperature gradient gel electrophoresis analysis of 16S rRNA from human faecal samples reveals stable and host-specific communities of active bacteria.

Appl. Environ. Microbiol. 64, 3854-3859

9. ANHANG

9.1. Tabellenanhang

1) Vergleich von Caecumchymus und Kot als Inokula im modifizierten Hohenheimer Futterwerttest (HFT) unter Berücksichtigung verschiedener Inkubationsfaktoren:

Tabelle A 1: Einfluss der Faktoren Inokulum (I), Inkubationsdauer (IKD) und Substrat (S) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol)

Parameter	signifikante Faktoren und Wechselwirkungen ($p \leq 0,05$)
Nettgas (ml)	S; IKD; I*S*IKD
FFS (mmol/l)	I; S; IKD; I*S*IKD
C2	I; S; IKD
C3	S
C4	I; S; I*S*IKD
C4i	I; S; IKD; I*S*IKD
C5	I; S; IKD; I*S*IKD
C5i	S; IKD; I*S*IKD

I*S*IKD = Wechselwirkungen zwischen den Faktoren

Tabelle A 2: Einfluss des Inokulums in Abhängigkeit von der Inkubationsdauer (IKD in h) auf die Nettogasbildung (NG ml) und auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS mmol/l) bei Inkubation verschiedener Substrate (100 mg LTS; n= 4-6)

		Inkubationsdauer			SE ¹
Inokulum		12 h	24 h	48 h	
Heu					
NG	Chymus	8,36 ^{aA}	10,35 ^{abA}	13,13 ^{bA}	±0,62*
	Kot	6,87 ^{aA}	11,04 ^{bA}	14,38 ^{bA}	±0,65*
FFS	Chymus	9,94 ^{aA}	12,83 ^{abA}	16,36 ^{bA}	±1,04*
	Kot	8,82 ^{aA}	11,52 ^{aA}	13,97 ^{aA}	±1,08*
Haferkleie					
NG	Chymus	22,13 ^{aA}	25,10 ^{abA}	26,32 ^{bA}	±0,60
	Kot	18,37 ^{aB}	27,54 ^{bA}	27,62 ^{bA}	±0,60
FFS	Chymus	18,92 ^{aA}	21,70 ^{aA}	20,13 ^{aA}	±1,01
	Kot	12,01 ^{aB}	20,80 ^{bA}	21,28 ^{bA}	±1,01
Gelatine					
NG	Chymus	8,69 ^{aA}	12,83 ^{abA}	13,52 ^{bA}	±0,62*
	Kot	5,78 ^{aB}	11,90 ^{bA}	12,59 ^{bA}	±0,60
FFS	Chymus	21,49 ^{aA}	30,17 ^{bA}	30,60 ^{bA}	±1,04*
	Kot	18,82 ^{aA}	27,88 ^{bA}	29,09 ^{bA}	±1,01

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Inokulum*Substrat*Inkubationsdauer

*SE = Mittelwert der Standardfehler;

a,b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen der Inkubationsdauer innerhalb eines Inokulums

A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

Tabelle A 3: Einfluss der Faktoren Inokulum (I), Substrateinwaagemenge (SEW) und Substrat (S) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol)

Parameter	signifikante Faktoren und Wechselwirkungen ($p \leq 0,05$)
Nettgas (ml)	I; S; SEW; I*S*SEW
FFS (mmol/l)	I; S; SEW; I*S*SEW
C2	I; S
C3	I; S
C4	S
C4i	I; S; I*S*SEW
C5	I; S; SEW; I*S*SEW
C5i	S

I = Inokulum, S = Substrat, SEW = Substrateinwaagemenge, I*S*SEW = Wechselwirkungen zwischen den Faktoren

Tabelle A 4: Einfluss des Inokulums in Abhängigkeit von der Substrateinwaagemenge (SEW mg LTS) auf die Nettogasbildung (ml) und die FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS mmol/l) für verschiedener Substrate (n= 4-6)

		Substrateinwaagemenge					SE ¹
Inokulum		50 mg	100 mg	150 mg	200 mg	250 mg	
		Heu					
NG	Chymus	4,85 ^{aA}	10,52 ^{bA}	17,42 ^{cA}	25,52 ^{dA}	30,87 ^{eA}	±0,90
	Kot	5,08 ^{aA}	10,93 ^{bA}	16,96 ^{cA}	24,88 ^{dA}	30,43 ^{eA}	±0,90
FFS	Chymus	6,07 ^{aA}	10,98 ^{aA}	18,53 ^{bA}	23,32 ^{bA}	30,76 ^{cA}	±0,94
	Kot	5,92 ^{aA}	11,53 ^{abA}	16,83 ^{bcA}	21,71 ^{CA}	29,21 ^{dA}	±0,94
		Haferkleie					
NG	Chymus	11,20 ^{aA}	24,90 ^{bA}	34,57 ^{cA}	47,05 ^{dA}	54,17 ^{eA}	±0,90
	Kot	12,56 ^{aA}	27,18 ^{bA}	39,18 ^{cA}	52,87 ^{dB}	63,43 ^{eB}	±0,92*
FFS	Chymus	10,72 ^{aA}	22,11 ^{bA}	31,67 ^{cA}	41,31 ^{dA}	55,07 ^{eA}	±0,94
	Kot	10,34 ^{aA}	20,68 ^{bA}	31,14 ^{CA}	42,04 ^{dA}	51,08 ^{eA}	±0,96*
		Gelatine					
NG	Chymus	6,35 ^{aA}	12,15 ^{bA}	17,20 ^{bA}	23,32 ^{CA}	28,65 ^{CA}	±0,90
	Kot	5,98 ^{aA}	12,16 ^{bA}	18,03 ^{CA}	22,70 ^{cdA}	26,37 ^{dA}	±0,90
FFS	Chymus	15,72 ^{aA}	30,64 ^{bA}	45,12 ^{CA}	56,76 ^{dA}	67,68 ^{eA}	±0,94
	Kot	14,21 ^{aA}	28,02 ^{bA}	41,03 ^{CA}	52,67 ^{dA}	61,19 ^{eB}	±0,94

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Inokulum*Substrat*Substrateinwaagemenge; *SE = Mittelwert der Standardfehler; a, b = verschiedene Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Substrateinwaagemengen innerhalb eines Inokulums
A, B = verschiedene Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Inokula;
p ≤ 0,05

Tabelle A 5: Regressionsgleichungen zur Schätzung der Nettogas- (NG) und FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS) aus der Substrateinwaagemenge (SEW mg LTS) nach 24 h Inkubation verschiedener Substrate

Chymus		Kot		
Regressionsgleichung	Adj-r ²	Regressionsgleichung	Adj-r ²	
Heu				
NG	Y = -2,19 +0,13 SEW	0,97	Y = -1,58 +0,13 SEW	0,97
FFS	Y = -0,63 +0,13 SEW	0,96	Y = 0,06 +0,11 SEW	0,98
Haferkleie				
NG	Y = 2,00 +0,22 SEW	0,97	Y = 0,85 +0,25 SEW	0,99
	Y = -2,92+0,30 SEW -3*10 ⁻⁴ SEW ²	0,98		
FFS	Y = -0,11 +0,21 SEW	0,99	Y = 0,31 +0,20 SEW	0,99
Gelatine				
NG	Y = 0,89 +0,11 SEW	0,97	Y = 1,73 +0,10 SEW	0,95
FFS	Y = 4,16 +0,26 SEW	0,98	Y = 3,89 +0,24 SEW	0,98
	Y = -1,23 +0,35 SEW -3*10 ⁻⁴ SEW ²	0,99	Y = -2,25 +0,34 SEW -4*10 ⁻⁴ SEW ²	0,99

Tabelle A 6: Einfluss der Faktoren Inokulum (I), Verdünnungsstufe (VER) und Substrat (S) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fermentationsmuster (mmol/100 mmol)

Parameter	signifikante Faktoren und Wechselwirkungen (p ≤ 0,05)
Nettgas (ml)	I; S; VER
FFS (mmol/l)	I; S; VER
C2	I; S
C3	I; S; I*S*VER
C4	I; S; VER; I*S*VER
C4i	S; I*S*VER
C5	I; S; I*S*VER
C5i	S

I*S*VER = Wechselwirkungen zwischen den Faktoren

2) *In vitro*-Inkubation verschiedener Kohlenhydrate mit Kot als Inokulum:

Tabelle A 7: Einfluss verschiedener Substrate (100 mg LTS) auf die Produktion von Nettogas (NG ml) und die FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS mmol/l) nach 24 h (n = 6-8)

Substrate	NG	FFS
Zellulose (30 µm)	36,98 ^{ab}	23,44 ^a
SE	±0,55	±0,45
Zellulose (50 µm)	34,22 ^b	22,29 ^a
SE	±0,63	±0,52
Zellulose (300 µm)	37,48 ^a	24,35 ^a
SE	±0,55	±0,45
Zitruspektine		
Pektin AU 605	35,08 ^a	23,22 ^{ab}
SE	±0,55	±0,45
Pektin AU 702	35,08 ^a	24,13 ^a
SE	±0,55	±0,45
Pektin AU 910	27,70 ^b	23,50 ^{ab}
SE	±0,63	±0,52
Apfelpektine		
Pektin RsZ	38,89 ^c	23,95 ^{ab}
SE	±0,55	±0,45
Pektin LM 12	37,01 ^{ac}	21,72 ^b
SE	±0,55	±0,45
Pektin LM 22	38,45 ^c	24,53 ^a
SE	±0,55	±0,45

Pektin AU 605 = Veresterungsgrad (VE) 50%; Pektin AU 702 = VE 38%; Pektin AU 910 = VE 5%; Pektin RsZ = VE 70,7%; Pektin LM 12 = VE 35,6%; Pektin LM 22 = VE 49,6%

nn = nicht nachweisbar

a, b = unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikanten Unterschiede zwischen den Substraten; p ≤ 0,05

Tabelle A 8: Einfluss verschiedener Substrate (100 mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h (n = 6-8)

Substrate	C2	C3	C4	C4i	C5	C5i
Zellulose (30 µm)	69,85 ^a	25,01 ^a	4,87 ^a	0,22 ^a	0,06 ^a	nn
SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	
Zellulose (50 µm)	63,63 ^b	33,37 ^b	2,74 ^b	0,18 ^a	0,08 ^a	nn
SE	±0,46	±0,43	±0,28	±0,06	±0,13	
Zellulose (300 µm)	69,85 ^a	25,13 ^a	4,74 ^a	0,21 ^a	0,07 ^a	nn
SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	
Zitruspektine						
Pektin AU 605	83,00 ^a	15,37 ^a	1,58 ^a	0,02 ^a	0,04 ^a	nn
SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	
Pektin AU 702	85,00 ^{ab}	13,45 ^{ab}	1,45 ^a	0,09 ^a	0,05 ^a	nn
SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	
Pektin AU 910	85,26 ^{ab}	12,86 ^b	1,66 ^a	0,12 ^a	0,02 ^a	0,08 ^a
SE	±0,46	±0,43	±0,28	±0,06	±0,13	±0,11
Apfelpektine						
Pektin RsZ	85,45 ^b	12,92 ^b	1,48 ^a	0,06 ^a	0,09 ^a	nn
SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	
Pektin LM 12	86,16 ^b	12,29 ^b	1,44 ^a	0,05 ^a	0,07 ^a	nn
SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	
Pektin LM 22	85,32 ^b	12,68 ^b	1,52 ^a	0,09 ^a	0,16 ^a	0,23 ^a
SE	±0,40	±0,38	±0,24	±0,06	±0,11	±0,09

Pektin AU 605 = Veresterungsgrad (VE) 50%; Pektin AU 702 = VE 38%; Pektin AU 910 = VE 5%;
Pektin RsZ = VE 70,7%; Pektin LM 12 = VE 35,6%; Pektin LM 22 = VE 49,6%

nn = nicht nachweisbar

a, b = unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikanten Unterschiede zwischen den Substraten;
 $p \leq 0,05$

3.) Untersuchung ausgewählter Fermentationsparameter *in vivo* und *in vitro* in Abhängigkeit von der Fütterung der Tiere:

a) *in vivo*:

Tabelle A 9: Einfluss des Durchgangs (Dg), der Gruppe (G), der Ration (R), der Digesta (D) und des Entnahmezeitpunktes (Ezp) auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und auf das Fettsäuremuster (mmol/100 mmol) im Caecumchymus und im Kot von Schweinen

Parameter	signifikante Faktoren und Wechselwirkungen ($p \leq 0,05$)
FFS (mmol/l)	D
C2	D;R*D; Ezp; R*Ezp; D*Ezp; R*D*Ezp
C3	R*D; Ezp; R*Ezp; R*D*Ezp
C4	D; Ezp; R*Ezp; D*Ezp; R*D*Ezp
C4i	D; Ezp; D*Ezp
C5	D; Ezp; R*Ezp; D*Ezp;
C5i	D; Ezp; R*D*Ezp

R*D*Ezp = Wechselwirkungen zwischen den Faktoren

Tabelle A 10: Einfluss der Fütterung auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS mmol/l) im Caecumchymus und im Kot in Abhängigkeit von dem Entnahmezeitpunkt (h; n = 12-18)

	Ration	Entnahmezeitpunkt (h)			
		0 h	0-4 h	4-8 h	8-12 h
Caecumchymus					
FFS	KON-Gr.	110,41 ^{aA1}	119,01 ^{abA1}	137,78 ^{bA1}	93,72 ^{aA1}
	MOS-Gr.	123,04 ^{aA1}	119,74 ^{aA1}	116,74 ^{aA1}	108,61 ^{aA1}
	PEK-Gr.	143,30 ^{aA1}	129,12 ^{abA1}	104,38 ^{bA1}	115,16 ^{abA1}
	SE ¹	±7,20	±7,39*	±7,77*	±7,93*
Kot					
FFS	KON-Gr.	136,11 ^{aA1}	135,06 ^{aA1}	129,89 ^{aA1}	131,67 ^{aA1}
	MOS-Gr.	144,77 ^{aA1}	146,50 ^{aA1}	146,20 ^{aA1}	138,91 ^{aA1}
	PEK-Gr.	142,74 ^{aA1}	142,38 ^{aA1}	132,96 ^{aA1}	138,87 ^{aA1}
	SE ¹	±7,54*	±7,80*	±7,48*	±7,55*

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Ration*Digesta*Entnahmezeitpunkt;

*SE = Mittelwert der Standardfehler; KON-Gr. = Kontrollgruppe; MOS-Gr. = Mannanoligosaccharidgruppe; PEK-Gr. = Pektingruppe;

a, b = unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikanten Unterschiede zwischen den Entnahmezeitpunkten innerhalb einer Ration

A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen Chymus und Kot innerhalb einer Ration

1, 2 = unterschiedliche Zahlen kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Rationen innerhalb eines Digesta und eines Entnahmezeitpunktes; p ≤ 0,05

Tabelle A 11: Einfluss des Durchgangs (Dg), der Gruppe (G), der Ration (R), der Digesta (D) und des Entnahmezeitpunktes (Ezp) auf den pH-Wert und den Trockensubstanz-(TS)-Gehalt (%) im Caecumchymus und im Kot von Schweinen

Parameter	signifikante Faktoren und Wechselwirkungen ($p \leq 0,05$)
pH-Wert	R; D; R*D; Ezp; R*Ezp; D*Ezp; R*D*Ezp
TS-Gehalt	D; R*D; Ezp; D*Ezp; R*D*Ezp

R*D*Ezp = Wechselwirkungen zwischen den Faktoren

Tabelle A 12: Einfluss der Fütterung auf den pH-Wert und den TS-Gehalt (%) im Caecumchymus und im Kot in Abhängigkeit von dem Entnahmezeitpunkt (h; n = 12-18)

	Ration	Entnahmezeitpunkt (h)			
		0 h	0-4 h	4-8 h	8-12 h
Caecumchymus					
pH	KON-Gr.	6,56 ^{acA1}	6,27 ^{baA1}	5,98 ^{baA1}	6,75 ^{caA1}
	MOS-Gr.	6,26 ^{abA12}	6,41 ^{acA1}	6,05 ^{baA1}	6,60 ^{caA12}
	PEK-Gr.	6,05 ^{aaA2}	6,07 ^{aaA1}	5,66 ^{baA1}	6,08 ^{aaA2}
	SE ¹	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10
TS	KON-Gr.	7,71 ^{aaA1}	7,71 ^{aaA1}	7,92 ^{aaA1}	7,67 ^{aaA1}
	MOS-Gr.	8,86 ^{abA12}	7,79 ^{aaA1}	9,14 ^{baA1}	8,10 ^{abA1}
	PEK-Gr.	9,64 ^{aaA2}	8,94 ^{abA1}	8,46 ^{abA1}	8,13 ^{baA1}
	SE ¹	±0,32	±0,33*	±0,35*	±0,36*
Kot					
pH	KON-Gr.	6,83 ^{aaA1}	6,89 ^{abB1}	6,97 ^{abB12}	6,98 ^{aaA1}
	MOS-Gr.	6,68 ^{aaA1}	6,67 ^{aaA1}	6,70 ^{abB1}	6,82 ^{aaA1}
	PEK-Gr.	6,79 ^{abB1}	6,86 ^{abB1}	6,98 ^{abB1}	6,90 ^{abB1}
	SE ¹	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10
TS	KON-Gr.	27,95 ^{abB1}	25,94 ^{bbB1}	25,67 ^{bbB1}	25,08 ^{bbB1}
	MOS-Gr.	25,52 ^{abB2}	24,82 ^{abB12}	24,66 ^{abB12}	23,96 ^{bbB1}
	PEK-Gr.	23,88 ^{abB2}	23,17 ^{abB2}	23,47 ^{abB2}	23,21 ^{abB1}
	SE ¹	±0,34	±0,36*	±0,35*	±0,35*

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Ration*Digesta*Entnahmezeitpunkt;
*SE = Mittelwert der Standardfehler; KON-Gr. = Kontrollgruppe; MOS-Gr. = Mannanligosaccharidgruppe; PEK-Gr. = Pektingruppe;
a, b = unterschiedliche Kleinbuchstaben kennzeichnen signifikanten Unterschiede zwischen den Entnahmezeitpunkten innerhalb einer Ration
A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen Chymus und Kot innerhalb einer Ration
1, 2 = unterschiedliche Zahlen kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Rationen innerhalb eines Digesta und eines Entnahmezeitpunktes; $p \leq 0,05$

b) *in vitro*:

Tabelle A 13: Einfluss der Faktoren Durchgang (Dg), Gruppe (G), Ration (R), Inokulum (I); Substrat (S) und Inkubationsdauer (IKD) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fettsäuremuster (mmol/100 mmol)

Parameter	signifikante Faktoren und Wechselwirkungen ($p \leq 0,05$)
Nettgas (ml)	Dg; R; I; R*I; S; R*S; I*S; R*I*S; IKD; R*IKD; I*IKD; R*I*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD
FFS (mmol/l)	G; R; I; R*I; S; R*S; I*S; IKD; R*IKD; I*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD
C2	I; R*I; S; R*S; I*S; R*I*S; IKD; I*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD;
C3	Dg; R; I; S; R*S; I*S; R*I*S; R*IKD; S*IKD; I*S*IKD
C4	I; R*I; S; R*S; R*I*S; IKD; I*IKD; S*IKD; R*S*IKD;
C4i	I; R*I; S; I*S; IKD; R*IKD; I*IKD; R*I*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD;
C5	I; R*I; S; R*S; I*S; R*I*S; IKD; I*IKD; S*IKD;
C5i	Dg; R; I; R*I; S; R*S; I*S; IKD; I*IKD; R*I*IKD; S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD;

Dg*G*R* I*S*IKD = Wechselwirkungen zwischen den Faktoren

Tabelle A 14: Einfluss der Fütterung der Inokulumspendertiere auf die Nettogasbildung (ml) und auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) für MOS und Pektin (200 mg LTS)

Spender- gruppe	Chymusmethode				Kotmethode				
	4 h	8 h	12 h	24 h	4 h	8 h	12 h	24 h	
MOS									
NG	KON-Gr.	13,67 ^A	23,25 ^A	26,47 ^A	30,32 ^A	10,85 ^A	20,97 ^A	25,42 ^A	33,27 ^A
	MOS-Gr.	17,95 ^B	26,02 ^A	28,52 ^A	31,58 ^A	11,57 ^A	18,87 ^A	25,58 ^A	33,48 ^A
	PEK-Gr.	11,40 ^A	22,40 ^A	24,82 ^A	28,90 ^A	13,88 ^A	20,40 ^A	29,92 ^B	36,37 ^A
	SE ¹	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66
FFS	KON-Gr.	17,19 ^{AB}	22,45 ^A	23,67 ^A	33,71 ^A	13,36 ^A	19,43 ^A	23,19 ^A	30,51 ^A
	MOS-Gr.	23,26 ^A	23,25 ^A	24,23 ^A	29,95 ^A	16,22 ^A	20,50 ^A	25,18 ^A	32,09 ^A
	PEK-Gr.	16,06 ^B	20,49 ^A	24,64 ^A	28,67 ^A	13,39 ^A	19,50 ^A	25,17 ^A	29,50 ^A
	SE ¹	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09
Pektin									
NG	KON-Gr.	49,33 ^A	61,08 ^A	63,05 ^A	70,23 ^A	22,93 ^A	63,05 ^A	68,42 ^A	77,27 ^A
	MOS-Gr.	49,78 ^A	61,52 ^A	61,67 ^A	67,45 ^A	21,98 ^A	55,45 ^B	65,42 ^A	73,68 ^A
	PEK-Gr.	56,65 ^B	60,65 ^A	61,45 ^A	66,65 ^A	55,13 ^B	72,82 ^C	76,33 ^B	83,95 ^B
	SE ¹	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66	±0,66
FFS	KON-Gr.	31,63 ^A	41,02 ^A	38,18 ^A	49,84 ^A	18,63 ^A	41,52 ^A	44,21 ^A	47,33 ^A
	MOS-Gr.	38,49 ^B	39,33 ^A	41,91 ^A	46,38 ^A	19,07 ^A	40,55 ^A	44,23 ^A	48,51 ^A
	PEK-Gr.	42,63 ^B	44,72 ^A	42,74 ^A	45,48 ^A	35,36 ^B	42,98 ^A	44,50 ^A	46,30 ^A
	SE ¹	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09	±1,09

KON-Gr. = Kontrollgruppe; MOS-Gr. = Mannanligosaccharidgruppe; PEK-Gr. = Pektin-Gruppe;

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Spendergruppe*Inokulum*Inkubationsdauer;

A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Rationen; p ≤ 0,05

Tabelle A 15: Einfluss der Fütterung der Inokulumspendertiere auf die Anteile des iso-Butyrats, Valeriats und iso-Valeriats Im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) für MOS (200 mg LTS)

		Substrat: MOS							
		Chymusmethode				Kotmethode			
	Spender- gruppe	4 h	8 h	12 h	24 h	4 h	8 h	12 h	24 h
C4i	KON-Gr.	0,44A ^B	0,27 ^A	0,43 ^A	0,80 ^A	0,68 ^A	0,54 ^A	0,49 ^A	0,97 ^A
	MOS-Gr.	0,31 ^A	0,35 ^A	0,57 ^A	0,84 ^A	0,71 ^A	0,47 ^A	0,56 ^A	1,03 ^A
	PEK-Gr.	0,75 ^B	0,43 ^A	0,40 ^A	0,71 ^A	0,66 ^A	0,68 ^A	0,70 ^A	1,07 ^A
	SE ¹	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05
C5	KON-Gr.	1,63 ^A	1,32 ^A	1,25 ^A	1,49 ^A	2,10 ^A	1,54 ^A	1,22 ^A	1,42 ^A
	MOS-Gr.	1,44 ^A	1,34 ^A	1,49 ^A	1,57 ^A	2,06 ^A	1,56 ^A	1,38 ^A	1,54 ^A
	PEK-Gr.	2,29 ^B	1,89 ^A	1,75 ^A	3,39 ^B	2,08 ^A	1,64 ^A	1,40 ^A	1,49 ^A
	SE ¹	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10
C5i	KON-Gr.	0,30 ^A	0,16 ^A	0,37 ^A	1,05 ^A	0,71 ^A	0,46 ^A	0,42 ^A	1,34 ^A
	MOS-Gr.	0,25 ^A	0,32 ^A	0,64 ^A	1,10 ^A	0,72 ^A	0,38 ^A	0,53 ^A	1,46 ^A
	PEK-Gr.	0,34 ^A	0,14 ^A	0,39 ^A	0,87 ^A	0,65 ^A	0,70 ^A	0,73 ^A	0,49 ^A
	SE ¹	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08

KON-Gr. = Kontrollgruppe; MOS-Gr. = Mannanligosaccharidgruppe; PEK-Gr. = Pektin-
gruppe;

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination
Spendergruppe*Inokulum*Inkubationsdauer;

A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den
Rationen; p ≤ 0,05

Tabelle A 16: Einfluss der Fütterung der Inokulumspendertiere auf die Anteile desiso-Butyrats, Valeriats und iso-Valeriats im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) für Pektin (200 mg LTS)

		Substrat: Pektin							
		Chymusmethode				Kotmethode			
	Spender- gruppe	4 h	8 h	12 h	24 h	4 h	8 h	12 h	24 h
C4i	KON-Gr.	Nn	nn	nn	0,12 ^A	nn	0,01 ^A	nn	0,21 ^A
	MOS-Gr.	Nn	nn	nn	0,08 ^A	0,07	nn	0,02 ^A	0,15 ^A
	PEK-Gr.	0,03	0,05	nn	0,02 ^A	nn	0,12 ^A	0,16 ^A	0,33 ^A
	SE ¹	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05	±0,05
C5	KON-Gr.	Nn	nn	nn	0,13 ^A	0,03 ^A	nn	nn	0,10 ^A
	MOS-Gr.	0,02 ^A	0,03 ^A	0,03 ^A	0,08 ^A	0,09 ^A	nn	0,02 ^A	0,11 ^A
	PEK-Gr.	0,19 ^A	0,20 ^A	0,57 ^A	0,34 ^A	0,11 ^A	0,19	0,20 ^A	0,30 ^A
	SE ¹	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10
C5i	KON-Gr.	Nn	nn	nn	0,11 ^A	nn	nn	nn	0,09 ^A
	MOS-Gr.	Nn	nn	nn	0,08 ^A	0,00 ^A	0,00	nn	0,06 ^A
	PEK-Gr.	0,03	nn	nn	nn	0,00 ^A	nn	0,04	0,33 ^A
	SE ¹	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08

KON-Gr. = Kontrollgruppe; MOS-Gr. = Mannanligosaccharidgruppe; PEK-Gr. = Pektingruppe;

nn = nicht nachweisbar

¹SE = Standardfehler bezieht sich auf die Faktorenkombination Spendergruppe*Inokulum*Inkubationsdauer;

A, B = unterschiedliche Großbuchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede zwischen den Rationen; $p \leq 0,05$

Tabelle A 17: Einfluss der Faktoren Durchgang (Dg), Gruppe (G), Ration (R), Inokulum (I), Substrat (S) und Inkubationsdauer (IKD) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol)

Parameter	signifikante Faktoren und Wechselwirkungen ($p \leq 0,05$)
Nettgas (ml)	Dg; R; I; R*I; S; R*S; I*S; R*I*S; IKD; R*IKD; I*IKD; R*I*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD
FFS (mmol/l)	G; R; I; R*I; S; R*S; I*S; IKD; R*IKD; I*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD
C2	I; R*I; S; R*S; I*S; R*I*S; IKD; R*IKD; I*IKD; R*I*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD
C3	Dg; R; I; S; R*S; I*S; R*I*S; R*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD
C4	I; R*I; S; R*S; I*S; R*I*S; IKD; I*IKD; S*IKD; R*S*IKD
C4i	I; R*I; S; I*S; IKD; R*IKD; I*IKD; R*I*IKD; S*IKD; R*S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD
C5	I; R*I; S; R*S; I*S; R*I*S; IKD; I*IKD; S*IKD
C5i	Dg; R; I; R*I; S; R*S; I*S; IKD; I*IKD; R*I*IKD; S*IKD; I*S*IKD; R*I*S*IKD

Dg*G*R*I*S*IKD = Wechselwirkungen zwischen den Faktoren

Tabelle A 18: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere sowie verschiedener Substrate (200 mg LTS) auf die Anteile des Valerats und iso-Valerats im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol; n = 6)

		Spendertiere mit Kontrollration					Spendertiere mit MOS-Ration				Spendertiere mit Pektinration					
		Substrat:														
	IKD	Inokulum	getrCH	getrCH	getrCH	MOS	PEK	getrCH	getrCH	getrCH	MOS	getrCH	getrCH	getrCH	PEK	
			-	-	-			-	-	-		-	-	-		
		KON	MOS	PEK			KON	MOS	PEK			KON	MOS	PEK		
C5 %	4 h	Chymus	1,82 ^a	1,83 ^{aA}	1,39 ^{a#}	1,63 ^A	nn	2,02 ^a	2,10 ^{aA}	1,70 ^a	1,44 ^B	2,07 ^a	1,87 ^a	1,58 ^{a#}	0,19 [*]	
	8 h		1,66 ^a	1,71 ^{aA}	1,46 ^{a#}	1,32 ^A	nn	2,01 ^a	1,93 ^{aA}	1,67 ^a	1,34 ^B	1,61 ^a	1,81 ^a	1,67 ^{a#}	0,20 [*]	
	12 h		1,67 ^a	1,78 ^{aA}	1,48 ^{a#}	1,25 ^A	nn	1,92 ^a	1,89 ^{aA}	1,75 ^a	1,49 ^A	1,83 ^a	1,81 ^a	1,58 ^{a#}	0,57 [*]	
	24 h		1,54 ^a	1,70 ^{aA}	1,45 ^{a#}	1,49 ^A	0,13 [*]	1,79 ^a	1,91 ^{aA}	1,60 ^a	1,57 ^A	2,03 ^a	1,73 ^a	1,55 ^{a#}	0,34 [*]	
	4 h	Kot	2,23 ^a	2,41 ^{aA}	1,93 ^{a#}	2,10 ^A	0,03 [*]	2,37 ^a	2,47 ^{aA}	2,01 ^a	2,06 ^A	2,07 ^a	2,09 ^a	1,78 ^{a#}	0,11 [*]	
	8 h		2,01 ^a	2,06 ^{aA}	1,74 ^{a#}	1,54 ^A	nn	2,14 ^a	2,16 ^{aA}	1,87 ^a	1,56 ^B	1,87 ^a	1,92 ^a	1,63 ^{a#}	0,19 [*]	
	12 h		1,90 ^a	2,03 ^{aA}	1,67 ^{a#}	1,22 ^B	nn	1,95 ^a	2,02 ^{aA}	1,74 ^a	1,38 ^B	1,75 ^a	1,59 ^a	1,56 ^{a#}	0,20 [*]	
	24 h		1,74 ^a	1,81 ^{aA}	1,55 ^{a#}	1,42 ^A	0,10 [*]	1,83 ^a	1,85 ^{aA}	1,63 ^a	1,54 ^A	1,57 ^a	1,66 ^a	1,55 ^{a#}	0,30 [*]	
SE ¹			±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	±0,10	
C5i %	4 h	Chymus	1,82 ^a	1,30 ^{aA}	0,79 ^{b#}	0,30 ^B	nn	1,32 ^a	1,28 ^{abA}	0,82 ^b	0,25 ^B	1,21 ^a	1,25 ^a	0,65 ^{b#}	0,03 [*]	
	8 h		1,66 ^a	1,20 ^{aA}	0,84 ^{a#}	0,16 ^B	nn	1,28 ^a	1,22 ^{aA}	0,82 ^a	0,32 ^B	1,02 ^a	1,00 ^a	0,62 ^{a#}	nn	
	12 h		1,67 ^a	1,27 ^{aA}	0,89 ^{a#}	0,37 ^B	nn	1,27 ^a	1,19 ^{aA}	0,93 ^a	0,64 ^B	0,98 ^a	1,11 ^a	0,75 ^{a#}	nn	
	24 h		1,54 ^a	1,52 ^{aA}	0,15 ^{a#}	1,05 ^A	0,11 [*]	1,62 ^a	1,72 ^{aA}	1,24 ^a	1,10 ^B	1,35 ^a	1,08 ^a	1,08 ^{a#}	nn	
	4 h	Kot	1,46 ^a	1,46 ^{aA}	1,01 ^{a#}	0,71 ^B	nn	1,76 ^a	1,86 ^{aA}	1,16 ^b	0,72 ^B	1,84 ^a	1,73 ^a	1,21 ^{b#}	nn	
	8 h		1,53 ^a	1,58 ^{aA}	1,13 ^{a#}	0,46 ^B	nn	1,73 ^a	1,63 ^{abA}	1,18 ^b	0,38 ^B	1,68 ^a	1,69 ^a	1,20 ^{a#}	nn	
	12 h		1,45 ^{ab}	1,64 ^{aA}	1,06 ^{b#}	0,42 ^B	nn	1,58 ^a	1,58 ^{aA}	1,21 ^a	0,53 ^B	1,55 ^a	1,50 ^a	1,14 ^{a#}	0,04 [*]	
	24 h		1,51 ^a	1,48 ^{aA}	1,13 ^{a#}	1,34 ^A	0,09 [*]	1,89 ^a	1,45 ^{aA}	1,16 ^a	1,46 ^A	1,52 ^a	1,57 ^a	1,21 ^{a#}	0,33 [*]	
SE ¹			±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	±0,08	

getrCH-KON, -MOS und -PEK = gefriergetrockneter Chymus der Kontroll-, MOS- und Pektingruppe; nn = nicht nachweisbar
a, b = kennzeichnen sign. Unterschiede zwischen dem gefriergetrockneten Chymus unterschiedlicher Fütterungsgruppe innerhalb einer Digestaspendergruppe
A, B = sign. Unterschiede zwischen reinem MOS und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der MOS-Gruppe; # , * = sign. Unterschiede zwischen reinem Pektin und dem gefriergetrockneten Caecumchymus der Pektingruppe innerhalb einer Digestaspendergruppe

c) *in vitro* und *in vivo* vergleichend:

Tabelle A 19: Einfluss der Faktoren Ration (R), Methode (M) und Inkubationsdauer (IKD) auf das Fermentationsmuster (mmol/100 mmol)

Digesta/Inokulum	Chymus	Kot
Parameter	signifikante Faktoren und Wechselwirkungen ($p \leq 0,05$)	
C2	R; M*R	M; R; M*R
C3	M; R; M*R	R; M*R
C4	M; R; M*R; M*IKD	M; R; M*R
C4i	R	M; R; M*R
C5	M; R	M; R; M*R
C5i	M; R	M; R

R* M*IKD = Wechselwirkungen zwischen den Faktoren

9.2. Verzeichnis der Tabellen

Tabelle 1: Gehalte der Futtermation an Rohnnährstoffen (ohne Mineralfutter, in % d. TS)	21
Tabelle 2: Rohnnährstoffgehalte (Weender Analyse der Testsubstrate).....	23
Tabelle 3: Zusammensetzung des Mediums bei der Original-HFT-Methode nach MENKE et al. (1979) und bei dem modifizierten HFT	24
Tabelle 4: Versuchsschema zur Untersuchung der Fermentation verschiedener Substrate bei unterschiedlichen Inkubationsbedingungen (Inkubationsdauer (IKD), Substrateinwaagemenge (SEW) und Verdünnungsstufe (VER)) mit Chymus oder Kot als Inokulum mit jeweils 2-3 Parallelen pro Ansatz und Inkubationsparameter (2 Ansätze x 2-3 Kolben) (n=4-6)	27
Tabelle 5: Einstellung des Gaschromatographen.....	28
Tabelle 6: Eichstandard	28
Tabelle 7: <i>in vitro</i> inkubierte Kohlenhydrate	31
Tabelle 8: Gehalte der Futtermationen an Rohnnährstoffen (in g/kg TS ohne Mineralfutter).....	35
Tabelle 9: Versuchsaufbau für die <i>in vivo/in vitro</i> -Versuche.....	35
Tabelle 10: Einstellung des Gaschromatographen.....	38
Tabelle 11: Eichstandard	39
Tabelle 12: Rohnnährstoffe des gefriergetrockneten Chymus der einzelnen Rationsgruppen.....	42
Tabelle 13: Einfluss des Inokulums bei verschiedener Inkubationsdauer (IKD in h) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) bei der Inkubation von Heu (100 mg LTS) (n = 5-6).....	48
Tabelle 14: Einfluss des Inokulums bei verschiedener Inkubationsdauer (IKD in h) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) bei der Inkubation von Haferkleie (100 mg LTS) (n = 5-6).....	49
Tabelle 15: Einfluss des Inokulums bei verschiedener Inkubationsdauer (IKD in h) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) bei der Inkubation von Gelatine (100 mg LTS) (n = 5-6).....	50
Tabelle 16: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Substrateinwaagemengen (SEW mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Heu (n = 5-6)	55

Tabelle 17: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Substrateinwaagemengen (SEW mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Haferkleie (n = 5-6).....	56
Tabelle 18: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Substrateinwaagemengen (SEW mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Gelatine (n = 5-6).....	57
Tabelle 19: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Verdünnungsstufen (VER) auf die Nettogasbildung (ml) und die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) nach 24 h (n=5-6)	59
Tabelle 20: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Verdünnungsstufen (VER) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Heu (n = 5-6)	60
Tabelle 21: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Verdünnungsstufen (VER) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Haferkleie (n = 5-6)	61
Tabelle 22: Einfluss des Inokulums bei verschiedenen Verdünnungsstufen (VER) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h bei der Inkubation von Gelatine (n = 5-6).....	62
Tabelle 23: Einfluss verschiedener Substrate (100 mg LTS) auf die Nettogasbildung (NG) (ml) und auf die Produktion der FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) nach 24 h (n = 6-8)	64
Tabelle 24: Einfluss verschiedener Substrate (100 mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h (n = 6-8).....	65
Tabelle 25: Einfluss der Fütterung auf das Fettsäurenmuster des Acetats, Propionats und Butyrats (mmol/100 mmol) im Chymus und im Kot in Abhängigkeit vom Entnahmezeitpunkt (h) nach der Fütterung (n = 12-18)	69
Tabelle 26: Einfluss der Fütterung auf das Fettsäurenmuster des iso-Butyrats, Valerats und iso-Valerats (mmol/100 mmol) im Chymus und im Kot in Abhängigkeit vom Entnahmezeitpunkt (h) nach der Fütterung (n = 12-18).....	70
Tabelle 27: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere auf die Anteile des Acetats, Propionats und Butyrats im Fettsäurenmuster(mmol/100 mmol) für MOS (200 mg LTS) (n = 6)	83

Tabelle 28: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere auf die Anteile des Acetats, Propionats und Butyrats im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) für Pektin (200 mg LTS) (n = 6).....	84
Tabelle 29: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere sowie verschiedener Substrate (200 mg LTS) auf die Nettogasbildung (ml) und die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) (n = 6).....	87
Tabelle 30: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere sowie verschiedener Substrate (200 mg LTS) auf die Anteile des Acetats und Propionats im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol)) (n = 6).....	88
Tabelle 31: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere sowie verschiedener Substrate (200 mg LTS) auf die Anteile des Butyrats und des iso-Butyrats im Fettsäurenmuster (mmol/ 100 mmol) (n = 6).....	89
Tabelle 32: Vergleich des Fettsäurenmusters (mmol/100 mmol) <i>in vitro</i> und <i>in vivo</i> im Zeitverlauf (h) für MOS (200 mg LTS) (n = 3-9)	94
Tabelle 33: Vergleich des Fettsäurenmusters (mmol/100 mmol) <i>in vitro</i> und <i>in vivo</i> im Zeitverlauf (h) für Pektin (2300 mg LTS) (n = 3-9)	95
Tabelle 34: Konzentrationen flüchtiger Fettsäuren im Caecum und in den Faeces des Schweines (mmol/l, µmol/g bzw. mmol/kg Frischsubstanz):	105
Tabelle 35: Fettsäurenmuster im Caecum und im Colon des Schweines:	105

Tabellen im Anhang

Tabelle A 1: Einfluss der Faktoren Inokulum (I), Inkubationsdauer (IKD) und Substrat (S) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol).....	159
Tabelle A 2: Einfluss des Inokulums in Abhängigkeit von der Inkubationsdauer (IKD in h) auf die Nettogasbildung (NG ml) und auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS mmol/l) bei Inkubation verschiedener Substrate (100 mg LTS) (n= 4-6). 160	
Tabelle A 3: Einfluss der Faktoren Inokulum (I), Substrateinwaagemenge (SEW) und Substrat (S) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol)	161
Tabelle A 4: Einfluss des Inokulums in Abhängigkeit von der Substrateinwaagemenge (SEW mg LTS) auf die Nettogasbildung (ml) und die FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS mmol/l) für verschiedener Substrate (n= 4-6)	162

Tabelle A 5: Regressionsgleichungen zur Schätzung der Nettogas- (NG) und FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS) aus der Substrateinwaagemenge (SEW mg LTS) nach 24 h Inkubation verschiedener Substrate	163
Tabelle A 6: Einfluss der Faktoren Inokulum (I), Verdünnungsstufe (VER) und Substrat (S) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fermentationsmuster (mmol/100 mmol).....	163
Tabelle A 7: Einfluss verschiedener Substrate (100 mg LTS) auf die Produktion von Nettogas (NG ml) und die FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS mmol/l) nach 24 h (n = 6-8)	164
Tabelle A 8: Einfluss verschiedener Substrate (100 mg LTS) auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) nach 24 h (n = 6-8).....	165
Tabelle A 9: Einfluss des Durchgangs (Dg), der Gruppe (G), der Ration (R), der Digesta (D) und des Entnahmezeitpunktes (Ezp) auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und auf das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) im Caecumchymus und im Kot von Schweinen	166
Tabelle A 10: Einfluss der Fütterung auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (FFS mmol/l) im Caecumchymus und im Kot in Abhängigkeit von dem Entnahmezeitpunkt (h) (n = 12-18)	167
Tabelle A 11: Einfluss des Durchgangs (Dg), der Gruppe (G), der Ration (R), der Digesta (D) und des Entnahmezeitpunktes (Ezp) auf den pH-Wert und den Trockensubstanz-(TS)-Gehalt (%) im Caecumchymus und im Kot von Schweinen	168
Tabelle A 12: Einfluss der Fütterung auf den pH-Wert und den TS-Gehalt (%) im Caecumchymus und im Kot in Abhängigkeit von dem Entnahmezeitpunkt (h) (n = 12-18)	168
Tabelle A 13: Einfluss der Faktoren Durchgang (Dg), Gruppe (G), Ration (R), Inokulum (I); Substrat (S) und Inkubationsdauer (IKD) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol).....	169
Tabelle A 14: Einfluss der Fütterung der Inokulumspendertiere auf die Nettogasbildung (ml) und auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) für MOS und Pektin (200 mg LTS).....	170

Tabelle A 15: Einfluss der Fütterung der Inokulumspendertiere auf die Anteile des iso-Butyrats, Valeriats und iso-Valeriats Im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) für MOS (200 mg LTS).....	171
Tabelle A 16: Einfluss der Fütterung der Inokulumspendertiere auf die Anteile des iso-Butyrats, Valeriats und iso-Valeriats im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) für Pektin (200 mg LTS)	172
Tabelle A 17: Einfluss der Faktoren Durchgang (Dg), Gruppe (G), Ration (R), Inokulum (I), Substrat (S) und Inkubationsdauer (IKD) auf die Nettogasbildung (ml), FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) und das Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol)	173
Tabelle A 18: Einfluss der Fütterung der Caecumchymus- und Kotspendertiere sowie verschiedener Substrate (200 mg LTS) auf die Anteile des Valeriats und iso-Valeriats im Fettsäurenmuster (mmol/100 mmol) (n = 6).....	174
Tabelle A 19: Einfluss der Faktoren Ration (R), Methode (M) und Inkubationsdauer (IKD) auf das Fermentationsmuster (mmol/100 mmol)	175

9.2. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Flussdiagramm zur Durchführung der Inkubationen:.....	26
Abbildung 2: Einfluss des Inokulums auf die Nettogasbildung (ml) im Zeitverlauf für verschiedene Substrate (100 mg LTS) (n = 4-6).....	46
Abbildung 3: Einfluss des Inokulums auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) im Zeitverlauf für verschiedene Substrate (100 mg LTS) (n = 4-6)	47
Abbildung 4: Einfluss des Inokulums auf die Nettogasbildung (ml) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen für Heu und Haferkleie (n = 4-6).....	52
Abbildung 5: Einfluss des Inokulums auf die Nettogasbildung (ml) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen für Gelatine (n = 4-6)	52
Abbildung 6: Einfluss des Inokulums auf die FFS (mmol/l) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen für Heu (n = 4-6).....	53
Abbildung 7: Einfluss des Inokulums auf die FFS (mmol/l) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen für Haferkleie (n = 4-6)	53
Abbildung 8: Einfluss des Inokulums auf die FFS (mmol/l) nach 24 h bei verschiedenen Substrateinwaagemengen (mg LTS) für Gelatine (n = 4-6)	54

Abbildung 9: Postprandialer Entwicklung der FFS-Gesamtkonzentration ($\mu\text{mol/g FS}$) im Chymus verschiedener Fütterungsgruppen (n = 12-18).....	67
Abbildung 10: Postprandialer FFS-Konzentrationsverlauf ($\mu\text{mol/g FS}$) im Kot verschiedener Fütterungsgruppen (n = 12-18).....	72
Abbildung 11: Postprandiale Entwicklung der pH-Werte im Caecumchymus und im Kot verschiedener Fütterungsgruppen (n = 12-18)	75
Abbildung 12: Postprandiale Entwicklung der TS-Gehalte (%) im Caecumchymus und im Kot verschiedener Fütterungsgruppen (n = 12-18).....	77
Abbildung 13: Einfluss der Fütterung der Caecumchymusspendertiere auf die Nettogasbildung (ml) für MOS und Pektin (200 mg LTS) (n = 6).....	79
Abbildung 14: Einfluss der Fütterung der Caecumchymusspendertiere auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) für MOS und Pektin (200 mg LTS) (n = 6).....	80
Abbildung 15: Einfluss der Fütterung der Kotspendertiere auf die Nettogasbildung (ml) für MOS und Pektin (200 mg LTS) (n = 6)	80
Abbildung 16: Einfluss der Fütterung der Kotspendertiere auf die FFS-Gesamtkonzentrationen (mmol/l) für MOS und Pektin (200 mg LTS) (n = 6).....	81

Herrn Prof. Dr.Dr. Dr. h.c. W. Drochner möchte ich hiermit für die Annahme als Doktorandin und die Überlassung des Themas sowie für die Unterstützung bei der Anfertigung der Arbeit danken.

Bei Herrn Prof. Dr. J. Kamphues bedanke ich mich für die Betreuung der Arbeit an der Tierärztlichen Hochschule Hannover.

Herrn Dr. B. Zacharias danke ich für die Unterstützung bei der Planung, Durchführung und Auswertung der Versuche.

Ein ganz besonderer Dank gilt vor allem Herrn Dr. M. Tafaj und Herrn Prof. Dr. Piepho für die Hilfe bei der statistischen Auswertung meiner Versuchsergebnisse. Darüber hinaus danke ich Herrn Dr. M. Tafaj für seine stets wertvollen Ratschläge bei der Planung und Auswertung der Versuche.

Herrn Bodenstein und Frau Dr. Schollenberger danke ich für die unermüdliche Unterstützung bei der gaschromatographischen Analyse der flüchtigen Fettsäuren.

Bei Frau Dr. A. Kerler bedanke ich mich herzlich für die Hilfe bei der Durchführung des letzten Versuchsabschnitts. Frau Helga Ott danke ich für ihre Unterstützung im Labor.

Allen Mitarbeitern des Instituts für Tierernährung und Futtermittelkunde danke ich für das angenehme Arbeitsklima sowie für die freundschaftliche Atmosphäre.

Meiner Mutter und meinem Mann danke ich ganz besonders für ihr Verständnis und ihre Unterstützung in jeglicher Hinsicht während dieser Zeit.

Bei meinem Chef, Herrn Dr. F. Merkt, sowie bei meinen Kolleginnen, Frau Dr. C. Zanger und Frau Dr. A. Kleinschroth, bedanke ich mich ganz herzlich für ein stets offenes Ohr sowie für die „Sonderurlaube“, die mir die Erstellung der Doktorarbeit ermöglichten.