

Aus dem Institut für Tierschutz, Verhaltenskunde und Tierhygiene
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München
Vorstand: Prof. Dr. M. H. Erhard

Anfertigung unter der Leitung von Prof. Dr. M. H. Erhard

**Untersuchungen zu Alternativen in der Wasserversorgung von Pekingenten
unter Berücksichtigung hygienischer Gesichtspunkte**

Inaugural-Dissertation
zur
Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von
Miriam Christine Heubach
aus
Ostfildern

München 2007

Gedruckt mit der Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät der
Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. E. P. Märtlbauer
Referent: Univ.-Prof. Dr. M. H. Erhard
Koreferent: Univ.-Prof. Dr. M. Stangassinger

Tag der Promotion: 9.02.2007

MEINEN ELTERN

FÜR

IHRE LIEBE UND UNTERSTÜTZUNG

INHALTSVERZEICHNIS

1	EINLEITUNG	1
2	LITERATUR	2
2.1	Biologie und Einordnung der Stockente in das zoologische System	2
2.2	Abstammung der Pekingente und ihr Stellenwert in der Geflügelfleischproduktion	3
2.3	Verschiedene Haltungsformen von Pekingenten	4
2.4	Wasserbedarf, Wasserversorgung und Wasserhygiene	5
2.5	Die besondere Bedeutung von Wasser für Enten	6
2.6	Verschiedene Tränkevarianten für Enten	8
2.7	Keime im Tränkewasser der Enten	11
2.7.1	Enterobacteriaceae	11
2.7.2	Salmonellen	12
2.7.2.1	Allgemeines zu Salmonellen	12
2.7.2.2	Taxonomie	12
2.7.2.3	Serologische Differenzierung und Kauffmann-White-Schema	14
2.7.2.4	Salmonellendiagnostik	14
2.7.2.4.1	Nicht-selektive Voranreicherung	14
2.7.2.4.2	Selektive Anreicherung	15
2.7.2.5	Ausstrich auf Selektivnährböden	15
2.7.3	Biochemische Merkmale	16
2.7.4	Salmonellose des Menschen	16
2.7.5	Salmonellose der Ente	17
2.8	Ammoniak	18
2.9	Abwehrsystem	19
3	TIERE, MATERIAL UND METHODEN	23
3.1	Tiere	23
3.2	Haltung	24
3.3	Fütterung	26
3.4	Verwendete Tränkesysteme	27
3.4.1	Nippeltränke	27
3.4.2	Modifizierte Rundtränke	28
3.4.3	Duschen	29
3.5	Versuchsdurchgänge	29
3.6	Entnommene Proben und durchgeführte Messungen	33
3.7	Mikrobiologische Untersuchungen	33
3.7.1	Verwendete Materialien	33
3.7.2	Bestimmung der Gesamtkeimzahl im Tränkewasser	36
3.7.3	Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae	38
3.7.4	Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen	38
3.8	Schadgasmessung	40
3.9	Blutuntersuchung	41
3.9.1	Entnahme und Aufbereitung	41
3.9.2	Bestimmung von Immunglobulin Y (IgY) im Blutplasma	42
3.10	Statistische Verfahren	45

4	ERGEBNISSE.....	46
4.1	Bestimmung der Gesamtkeimzahl im Tränkewasser.....	46
4.2	Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae.....	56
4.3	Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen.....	64
4.4	Schadgasmessung.....	67
4.5	Immunglobulin Y.....	71
4.5.1	Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Plasma und den Gesamtkeimzahlen im Tränkewasser.....	84
4.5.2	Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Plasma und dem Gehalt an Enterobacteriaceae im Tränkewasser.....	86
4.5.3	Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt und der Ammoniakkonzentration im Stall.....	86
4.6	Mortalität.....	88
5	DISKUSSION.....	89
5.1	Bestimmung der Gesamtkeimzahl im Tränkewasser.....	89
5.2	Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae.....	91
5.3	Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen.....	92
5.4	Schadgasmessung.....	93
5.5	Immunglobulin Y-Gehalt im Blutplasma.....	94
5.5.1	Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Blutplasma und dem Gesamtkeimgehalt im Tränkewasser.....	95
5.5.2	Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Blutplasma und der Ammoniakkonzentration im Stall.....	96
5.6	Mortalität.....	96
5.7	Schlussfolgerung.....	96
6	ZUSAMMENFASSUNG.....	98
7	SUMMARY.....	100
8	LITERATURVERZEICHNIS.....	102

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

AMW	Arithmetischer Mittelwert
GKZ	Gesamtkeimzahl
GMW	Geometrischer Mittelwert
h	Stunden
IgY	Immunglobulin Y
KbE	koloniebildende Einheiten
k.K.	kein Kolonienwachstum
ml	Milliliter
mg	Milligramm
n	Anzahl
n.a.	nicht auszählbar
n.b.	nicht berechenbar
n.g.	Probe wurde nicht gezogen
NH ₃	Ammoniak
nm	Nanometer
p	Irrtumswahrscheinlichkeit
PBS	Phosphatgepufferte Kochsalzlösung
ppm	parts per million
r	Korrelationskoeffizient
SD	Streuung (Standardabweichung)
S	Svedberg-Einheit
SEM	Standardfehler vom Mittelwert
U/min	Umdrehungen pro Minute
V.R.	Verdünnungsreihe

1 EINLEITUNG

Die rechtlichen Regelungen zur Entenmast sind bisher absolut unzureichend. Konkrete und rechtlich bindende Mindestanforderungen an die Haltung von Pekingenten bestehen weder auf EU- Ebene noch in Deutschland.

Der Ständige Ausschuss des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen fordert in seinen Empfehlungen zur Haltung von Pekingenten den Zugang zu Bademöglichkeiten oder zumindest offene Tränkeeinrichtungen, die ein Eintauchen des Kopfes ermöglichen. Dadurch sollen Enten als Wasservogel ihre biologischen Erfordernisse erfüllen können. In der Praxis wird die Forderung nach Bademöglichkeiten oder offenen Tränkesystemen kontrovers diskutiert. Zum einen besteht die Gefahr einer Verschlechterung der hygienischen Voraussetzungen, zum anderen kann ein Mehrverbrauch an Wasser für Mastbetriebe nicht mehr wirtschaftlich sein. Somit besteht Forschungsbedarf hinsichtlich der Entwicklung tiergerechter offener Tränkesysteme, die den hygienischen Anforderungen genügen und auch unter Praxisbedingungen noch einsetzbar sind.

Für den Freistaat Bayern gilt eine freiwillige Vereinbarung zwischen dem Bayerischen Staatsministerium für Umwelt, Gesundheit und Verbraucherschutz, dem Bayerischen Staatsministerium für Landwirtschaft und Forsten und dem Landesverband der Bayerischen Geflügelwirtschaft, die die Mindestanforderungen an die Haltung von Pekingmastenten regelt. In dieser sind die Anforderungen an die Haltung von Pekingenten detailliert formuliert.

Aufbauend auf bereits abgeschlossenen Untersuchungen von Manz (2005) und Remy (2005) soll es Ziel dieser Arbeit sein, praxistaugliche Tränkevorrichtungen für Pekingmastenten hinsichtlich Stallklima und Tränkwasserhygiene zu überprüfen. Im Vordergrund stehen die Erprobung von offenen Tränkesystemen und Duschen, die entweder ein Eintauchen des Kopfes und/oder ein Benetzen des Federkleides mit Wasser erlauben. Zudem sollen die Haltungsbedingungen durch Zugang zu Frischluft in einem überdachten Außenklimabereich verbessert werden.

2 LITERATUR

2.1 Biologie und Einordnung der Stockente in das zoologische System

Enten zählen innerhalb des zoologischen Systems zur Ordnung der entenartigen Vögel, die an Gewässern leben und wenigstens zeitweise das Wasser aufsuchen. Enten gehören zu der Familie der Anatidae (Gänse- und Entenvögel) und zu der Unterfamilie Anatinae (Entenverwandte). In dieser Unterfamilie wiederum unterteilt man die Enten in Cairinini (Glanzenten), die zur Gattung der Cairina (aufbaumende Enten) gehören und in Anatini (Gründelenten), die zur Gattung der Anas (Schwimmenten) zählen. Aus der Gattung der Schwimmenten wurde die Stockente (*Anas platyrhynchos*) domestiziert (Pingel, 2000).

Stockenten gehören zu den Gründelenten und sind dem Leben am und auf dem Wasser angepasst. Körperbau und Verhalten entsprechen dieser Lebensweise (Reiter, 1997). So ist das spezifische Gewicht ihres Körpers gegenüber Wasser hervorzuheben, da das Gefieder mit Luft durchzogen ist und ihre Knochen stark pneumatisiert sind. Sie besitzen kräftige Schwimmbeine und drei lange, mit Schwimmhäuten verbundene Vorderzehen. Ihr Deckgefieder ist stark verzahnt, so dass es einen guten Schutz gegen Durchnässung bietet. Unter dem Deckgefieder haben Enten ein Daunenkleid, das als Isolation gegen kaltes Wasser dient. In der Nähe des Schwanzes befindet sich die Bürzeldrüse, mit deren öligem Sekret sich die Enten bei der Gefiederpflege das Federkleid einreiben. Dadurch werden die Federn wasserabweisend und die Hautoberfläche wird nicht nass. Dieser Funktionskreis ist an das Vorhandensein von Bademöglichkeiten gebunden (Pingel, 2000).

Stockenten sind natürlicherweise in fast ganz Europa, Nordafrika, Nordamerika und im Nordosten von Asien anzutreffen. Sie halten sich an Gewässern mit flachem und dichtem Pflanzenwuchs auf oder aber in Großstädten auf Kanälen, langsam fließenden Flüssen oder Seen.

Über die Herbst- und Wintermonate leben die Enten in großen Herden, zur Paarungszeit im Februar und März trennen sich die Herden und die Enten leben als Paar zusammen. Nachdem die Ente einen Nestplatz gefunden hat und mit der Brut beginnt, löst sich die Paarbindung und die Erpel finden sich wieder zu kleinen Herden zusammen. Im Durchschnitt werden 10 Eier gelegt und die Brut dauert zwischen 27 und 28 Tagen. Die Küken kommen als Nestflüchter auf die Welt. Die Entenmutter bleibt bis zum Flüggewerden der Küken im Alter von 8 Wochen bei ihren Jungtieren und gesellt sich anschließend wieder zu den Herden.

Die Nahrung von Stockenten besteht zu 90 % aus pflanzlichen Bestandteilen, wobei sie Allesfresser sind. So werden Knospen, Samen und Triebe von Wasser- und Sumpfpflanzen

ebenso verzehrt wie Insekten, Würmer, Muscheln und Kaulquappen. Die Nahrungsaufnahme erfolgt durch Tauchen, schwimmend mit dem Kopf unter Wasser, seihend an der Wasseroberfläche, gründelnd oder auf dem Land (Pingel, 2000).

Nach der Futteraufnahme widmen sich Enten der Gefiederpflege. Hierbei werden restliche Futterteile aus dem Gefieder entfernt und das Sekret aus der Bürzeldrüse auf den Federn verteilt. Nach einer kurzen Schlaf- und Ruhephase beginnen die Enten wieder mit der Futtersuche und -aufnahme, verbringen Zeit mit Baden und Gefiederpflege, um anschließend wieder zu schlafen und zu ruhen. Dieser Rhythmus wiederholt sich mehrmals am Tage (Pingel, 2000).

2.2 Abstammung der Pekingente und ihr Stellenwert in der Geflügelfleischproduktion

Die Pekingente stellt eine der domestizierten Formen der Stockente, *Anas platyrhynchos*, dar (Mehner und Hartfiel, 1983). Die in Europa und in Nordamerika verbreitetste Mastrasse für die Fleischproduktion ist die Amerikanische Pekingente. Die Züchtung dieser Rasse nahm in den USA in den Jahren 1873 und 1874 ihren Anfang. Die Gründerpopulation bildeten 12 aus China importierte Enten. Sie gehören zu einer Rasse, die im Gebiet um Peking bereits seit dem 14. Jahrhundert gezüchtet wurde. Bereits in den 80er Jahren des 19. Jahrhunderts begann man in den USA, Entenfarmen für die Haltung der Pekingente aufzubauen. Zu den bemerkenswertesten Leistungseigenschaften dieser Rasse gehören die relativ hohe Legeleistung, die hohe Schlupfrate, das schnelle Wachstum und die gute Schlachtkörperqualität (Benecke, 1954). Dies zeigt sich in ihrem starken Körperbau, der von einer rechteckigen, nach allen Seiten leicht abgerundeten Form geprägt ist. Auffallend ist der relativ lange Kopf mit breitem, gelbem Schnabel und weißer Schnabelbohle, der schlanke Hals, die leicht angehobene Brust und der breite, leicht gewölbte Rücken. Die langen Flügel liegen straff dem Körper an. Die Amerikanische Pekingente kommt nur in rein weißem Farbschlag vor (Scholtyssek und Doll, 1978).

Heutzutage befinden sich mehr als 80 % der Entenbestände in China und Südostasien. China steht in der Entenfleischproduktion mit weitem Abstand an der Spitze. Aber auch in Taiwan, Thailand, Vietnam, Indonesien und den Philippinen ist eine umfangreiche Entenproduktion anzutreffen. In Europa steht Frankreich in der Entenproduktion an oberster Stelle (Pingel, 2000).

In Deutschland dominierte sehr lange Zeit die Gänse- über die Entenproduktion. Dies änderte sich in den sechziger Jahren in Ostdeutschland, wo in Kombination mit der Binnenfischerei große Entenmastbetriebe entstanden. Diese Form der Mast wurde jedoch aus Gründen des Umweltschutzes und der Wirtschaftlichkeit reduziert und ist heute in Deutschland bedeutungslos.

Derzeitig befinden sich große Entenmastbetriebe vor allem in Niedersachsen, Brandenburg und Bayern, wobei nach wie vor ein sehr großer Teil des Bedarfs an Entenfleisch über Importe aus Frankreich, den Niederlanden, Ungarn und Großbritannien gedeckt wird (Pingel, 2000).

2.3 Verschiedene Haltungsformen von Pekingenten

Das Deutsche Tierschutzgesetz schreibt vor, dass Tiere in ihrer Bewegungsfreiheit nicht dauernd und nicht so eingeschränkt werden dürfen, dass daraus vermeidbare Schmerzen, Leiden oder Schäden für die Tiere entstehen. Deshalb sollten sich die Anforderungen bei der Haltung von Enten am natürlichen Lebensraum und den biologischen Besonderheiten orientieren. Hierzu gehören ein ausreichender Schutz gegenüber Witterungsbedingungen, Lichtprogramme bei reiner Stallhaltung, ausreichende Frischluftzufuhr und die ständige Bereitstellung von frischem Trinkwasser.

In Deutschland gibt es verschiedene Haltungsformen für Wassergeflügel. Im Folgenden sollen die drei häufigsten erläutert werden:

- 1) Unterbringung der Enten in Ställen oder unter Schutzdächern mit Weideauslauf; ein zusätzlicher Zugang zu Gewässern ist möglich
- 2) Haltung mit begrenztem und befestigtem Auslauf mit oder ohne Bademöglichkeit
- 3) Haltung der Enten in geschlossenen Ställen ohne Auslauf

Bei den verschiedenen Produktionsrichtungen der Entenhaltung unterscheidet man zwischen der Aufzucht von Küken, der Bruteiproduktion mit Elterntieren und der Fleischproduktion mit Masttieren.

Auch bei den **Mastmethoden** von Enten unterscheidet man zwischen drei unterschiedlichen Formen. Werden die Tiere vor der ersten Mauser geschlachtet, spricht man von der Schnell- oder Kurzmast. Dauert die Mast bis kurz vor Beginn der zweiten Jungtiermauser, spricht man von verlängerter Jungtiermast. Die sogenannte Langmast erstreckt sich bis zu einem Alter von 30 bis 32 Wochen. In Deutschland ist die Schnellmast mit reiner Stallhaltung die häufigste Haltungsform (Pingel, 2000).

Bei der Schnellmast werden die Pekingtonen während der Aufzucht- und der Mastphase in der Regel in zwei räumlich getrennten Stalleinheiten gehalten. Die Aufzucht dauert vom 1. bis zum 21. Lebenstag und wird anschließend meist in einem benachbarten Stall bis zur Schlachtung mit 46 bis 49 Lebenstagen fortgesetzt (DLG, 2000).

2.4 Wasserbedarf, Wasserversorgung und Wasserhygiene

Wasser ist für Lebewesen essentiell. Säugetiere können viel länger ohne Nahrung leben als ohne Wasser. Wasser wird als Lösungsmittel, Transportmittel und zur Aufrechterhaltung des Zelldrucks und der Körpertemperatur benötigt. Sämtliche chemische Vorgänge im Organismus verlaufen in wässriger Phase (Müller und Schlenker, 2003).

Der Wasserbedarf ist von vielen Faktoren abhängig, besonders aber von der Trockensubstanz des aufgenommenen Futters, von der Leistung und der Umgebungstemperatur. Im Sommer liegt der Wasserbedarf um gut 30 % höher als im Winter.

Eine nicht bedarfsgerechte Wasserversorgung erkennt man zunächst an einem Rückgang der Futteraufnahme und der Leistung. Gründe dafür sind hauptsächlich in Störungen der Wasserbereitstellung zu finden, wie zum Beispiel defekte Selbsttränken oder verstopfte Wasserleitungen. Eine regelmäßige Überprüfung der Tränketeknik und ihrer Flussrate ist deshalb unter den heutigen Mastbedingungen unabkömmlich (Müller und Schlenker, 2003).

Die Wasserversorgung erfolgt meist über das kommunale Netz, aus betriebseigenen Brunnen oder aber auch aus stehenden oder fließenden Oberflächengewässern. Die Qualität des Wassers aus stehenden und fließenden Oberflächengewässern und Brunnen ist oft sehr bedenklich. In das Tränkewasser eingedrungene Mikroorganismen können nicht nur direkt zu den Tieren gelangen, sondern sich auch in den Leitungen ablagern und von dort durch Ablösung wieder in das Tränkewasser gelangen. Stoffwechselprodukte der Mikroorganismen können den Geruch und Geschmack des Tränkewassers beeinträchtigen, was oft eine verminderte Wasseraufnahme nach sich zieht (Müller und Schlenker, 2003).

Für die Qualität des Tränkewassers für Nutztiere gibt es bislang keine verbindlichen Standards, jedoch sollte sich diese an den Anforderungen der Trinkwasserverordnung orientieren. Gerade bei intensiv gehaltenen Nutztieren müssen höhere Anforderungen an die Wasserqualität gestellt werden, da zum einen keine natürliche Selektion auf

Krankheitsresistenz wie in freier Wildbahn statt findet, zum anderen ein hoher Infektionsdruck in der intensiven Tierhaltung herrscht. Das Wasser soll klar, geruchlos, geschmacklos und frei von gesundheitsschädlichen Beimengungen belebter und unbelebter Natur sein (Müller und Schlenker, 2003).

Wird Tränkewasser direkt aus dem öffentlichen Netz entnommen, kann man zum Zeitpunkt der Abgabe Trinkwasserqualität annehmen. Die Kontamination des Wassers mit bestandsspezifischen Mikroorganismen und damit der Verlust der Trinkwasserqualität erfolgt hauptsächlich direkt an den Tränkeeinrichtungen, in Vorlaufbehältern im Tierstall oder in alten Leitungen. Trinkwasserqualität zeichnet sich dadurch aus, dass das Trinkwasser frei von Krankheitserregern und gesundheitsgefährdenden Eigenschaften ist. Diese Forderung soll auch an das Tränkewasser gestellt werden. Gerade bei lebensmittelliefernden Tieren ist die Verabreichung von hygienisch einwandfreiem Tränkewasser nicht nur für den Gesundheitsschutz der Tiere von Bedeutung, sondern auch für den Verbraucherschutz (Müller und Schlenker, 2003).

2.5 Die besondere Bedeutung von Wasser für Enten

Ein ausreichendes Wasserangebot ist für Enten in vielerlei Hinsicht von elementarer Bedeutung.

Die **Nahrungsaufnahme** von Enten in freier Wildbahn findet fast ausschließlich auf und im Wasser statt. Beim Gründeln sind Kopf und Hals im Wasser eingetaucht, der Schwanz ragt dabei aus dem Wasser und die Nahrungsaufnahme erfolgt vom Gewässergrund. Beim Seihen wird das Wasser durch eine kombinierte Schnabel- und Zungenaktivität angesaugt und im Wasser befindliche Futterpartikel werden mit Hilfe von Hornlamellen am Schnabelrand vom Wasser abgetrennt, im oberen Schnabelteil gesammelt und anschließend in Abständen abgeschluckt (Reiter, 1993).

Beim **Trinken** wird der Schnabel zunächst ins Wasser eingetaucht und dann über die Horizontale angehoben. Koolos und Zweers (1989) beschreiben die Wasseraufnahme der Enten als eine Kombination aus Saugtrinken und Schnabelheben-Trinken. Das Trinken geschieht meist gleichzeitig mit dem Schwimmen und Seihen (Weidmann, 1956).

Beim Eintauchen des Kopfes in Wasser werden außer dem Schnabel auch **Nasenlöcher und Augen gereinigt**.

Das **Baden** der Enten besteht nach McKinney (1965) aus vier komplexen Verhaltensweisen. Die Enten tauchen den Kopf unter Wasser, schlagen ihre Flügel, kippen vornüber und tauchen. Gebadet wird in den frühen Morgenstunden und schwach ausgeprägt, auch vor Sonnenuntergang (McKinney, 1965).

Für eine artgemäße Ausführung der **Körperpflege** ist für Enten das Eintauchen in Wasser, mindestens mit dem Kopf, unabdingbar. Bei der Gefiederpflege wird durch schnelles Eintauchen von Kopf und Hals sowie ruckartigem Aufrichten des Oberkörpers Wasser geschöpft, welches dann über Schulter und Rücken abfließt. Danach werden die Federn mit dem Schnabel geglättet, geordnet und mit dem Sekret der Bürzeldrüse eingefettet (McKinney, 1975; Pingel, 2000). Die Bürzeldrüse produziert nur genügend Sekret bei regelmäßigem Körperkontakt mit Wasser. Unzureichend eingefettetes Gefieder verliert seine wasserabweisende Wirkung und die Enten können sich nur noch durch Schwimmbewegungen über Wasser halten (Pingel, 2000).

Außerdem benötigen Enten ein großes Wasserangebot zum **Wärmeaustausch**, da sie keine Schweißdrüsen besitzen. Der größte Teil der Wärme wird somit an Wasserdampf gebunden und über Schnabelatmung an die Umwelt abgegeben. Zudem besitzen Enten ein hoch entwickeltes arteriovenöses Wärmeaustauschsystem in den Ständern. Im Wasser kann über diese ebenfalls Wärme abgegeben werden. Für ausgewachsene Tiere sind niedrige Temperaturen in der Regel weniger belastend als hohe Umgebungstemperaturen.

Bei reiner Stallhaltung ohne Schwimm- bzw. Bademöglichkeit wird das arteigene Verhalten sowie die hiermit verbundenen Funktionen wie Nahrungsaufnahme, Lokomotion und Körperpflege deutlich beeinträchtigt (Pingel, 2000).

Dennoch wird über die Notwendigkeit des Angebots von Bademöglichkeiten für Enten kontrovers diskutiert. Bessei und Reiter (1998) argumentieren zum Beispiel damit, dass man nicht automatisch auf mangelndes Wohlbefinden schließen kann, wenn Tiere in freier Natur bestimmte Ressourcen intensiv nutzen können, diese aber im Haltungssystem nicht angeboten bekommen. Auch sehen beide keinen eindeutigen Zusammenhang zwischen Gefiederzustand und dem Wohlbefinden der Tiere (Bessei und Reiter, 1998).

2.6 Verschiedene Tränkevarianten für Enten

Derzeit kommen verschiedene Tränken wie Nippel-, Rund- und Rinnentränken in der kommerziellen Entenhaltung zum Einsatz, wobei Nippeltränken am häufigsten verwendet werden. Bislang gibt es noch keine speziell für Enten entwickelte Tränken (Brinkmann et al., 1990).

Im Folgenden werden die verschiedenen Tränkesysteme und ihre jeweiligen Vor- und Nachteile erläutert:

Bei **Nippeltränken** handelt es sich um ein geschlossenes System, das den Tieren Trinkwasserqualität gewährleistet, wenn direkt aus den Nippeln Wasser aufgenommen wird. Die Wasserverluste sind gering und ein schneller Wassernachfluss ist sicher gestellt. Bei gleichzeitigem Angebot von Nippeltränken und offenen Tränken werden laut Pingel (2000) beide Systeme gleichermaßen benutzt. Die Wasseraufnahme aus Nippeltränken entspricht zwar nicht dem natürlichen Wasseraufnahmeverhalten, jedoch entwickeln die Tiere eine Strategie, nach der sie das Wasser aus den Nippeln aufnehmen können.

Fraglich ist allerdings, ob auch bei hohen Umgebungstemperaturen genügend Wasser zur Deckung des Wasserbedarfes aus den Nippeltränken aufgenommen werden kann. Enten haben hierbei nicht die Möglichkeit zum Schnabelwaschen und Reinigen ihrer Nasenlöcher (Pingel, 2002).

Laut Fölsch und Simantke (2002) benötigen Enten außerdem für die Nahrungsaufnahme frei verfügbares Wasser. Die tröpfchenweise Abgabe der Nippeltränke kann diesem Bedarf nicht entsprechen. Besonders pflanzliche Nahrung im Wasser und auf dem Land sowie trockene Nahrung werden mit viel Wasser aufgenommen (BMELF-Bericht, 1997).

Eine weiter entwickelte Nippeltränke, die ursprünglich für Puten entwickelt wurde, wird auch von Enten gut angenommen. Diese sogenannte Sparkcup-Nippeltränke verfügt über eine Auffangschale. In diese können die Tiere aktiv, durch die über den Nippeln befindlichen Metallröhrchen, Wasser einlaufen lassen. Es ist jedoch auch hier kein Eintauchen des Kopfes, tiergerechtes Trinken oder Baden möglich (Knierim et al., 2004).

Offene Tränkesysteme wie **Rinnen- und Rundtränken** entsprechen bei richtiger Breite und Tiefe dem Wasseraufnahmeverhalten der Enten. Bei Verwendung von Rundtränken ist es den Enten möglich, den Schnabel und die Nasenlöcher zur Reinigung ins Wasser einzutauchen (Pingel, 2000). Die arttypischen Seihbewegungen können ausgeführt werden und die Tiere

können sich mit dem Wasser beschäftigen (Knierim et al., 2004). Brinkmann et al. (1990) heben als weitere Vorteile der Rundtränken die preiswerte Anschaffung, die leichte Montage sowie die Höhenverstellbarkeit zur Anpassung an die jeweilige Tiergröße hervor. Als Nachteile der Rundtränken werden enormer Wasserverbrauch, relativ hohe, durch Spritzwasser verursachte Wasserverluste und schnelle Verschmutzung angesehen (Pingel, 2000). Knierim (2004) gibt zu bedenken, dass die Enten, solange sie noch klein genug sind, verschiedentlich versuchen, auf das Wasser zu gelangen. Auf diese Weise kann Kot ins Tränkwasser gelangen. Die Enten nutzen in gewissem Umfang die offenen Wasserflächen dazu, Futter einzutragen, einzuweichen und durchzuseihen. In Kombination mit den hohen Umgebungstemperaturen, insbesondere während der ersten drei Mastwochen, können so hohe Keimgehalte entstehen (Knierim, 2004).

Bei ausreichender Tiefe und Breite von Rinnentränken können die Tiere ebenfalls ihren Schnabel tief genug eintauchen, um Augen und Nasenlöcher reinigen zu können. Beim Trinken aus der Rinne wird der Schnabel schräg eingetaucht und über die Horizontale angehoben. Die Tiefe des Wassers in der Rinne sollte hierbei mindestens dem Abstand zwischen Schnabelspitze und Nasenlöchern entsprechen. Reiter et al. (1991) stellte bei Versuchen zur Einschätzung von Tränkesystemen deutliche Unterschiede bei der Wasseraufnahme zwischen Nippeltränken und Rinnentränken fest. So wurden bei Nippeltränken nur 28,3 g/min, bei Rinnentränken jedoch 35,6 g/min getrunken. Auch laut Cooper (2001) bevorzugen Pekingtonen Rinnentränken gegenüber Rundtränken. Cooper (2001) bestätigt ebenfalls, dass ein Eintauchen des Kopfes in Abhängigkeit vom Wasserstand möglich sei.

Als Nachteile der Rinnentränken sehen Brinkmann et al. (1990) den schwierigen Einbau sowie die schlechte Regulierbarkeit des Wasserstandes. Auch der starke Wasserverbrauch und die schnelle Verschmutzung zählen zu den Nachteilen (Pingel, 2000). Manz (2005) stellte ebenso einen Mehrverbrauch an Wasser sowie fehlende Vorteile im Trinkverhalten der Enten gegenüber den Rundtränken fest.

Eventuell könnte auch ein Risiko des Ertrinkens für kleine Küken entstehen, die auf die Wasserfläche hinauf, aber nicht wieder herunter gelangen können (Cooper, 2001).

Eine andere Möglichkeit, Enten zusätzlich zu den bereits vorhandenen Tränken Wasser anzubieten, ist der Einsatz von **Duschen**. Erste Untersuchungen zeigten, dass diese von den Enten angenommen werden, wenn diese bereits in der ersten Lebenswoche zur Verfügung

stehen. Sind die Enten älter, dauert die Gewöhnung an diese Badegelegenheit lange. Die Enten zeigen das gesamte Spektrum von Badebewegungen, wenn der Wasserstrahl kräftig genug ist (Reiter, 2001). Die Empfehlung zur Haltung von Enten des Europäischen Übereinkommens beinhaltet, dass bei Enten offene Tränken verwendet werden sollen, um das Kopfeintauchen im Zusammenhang mit dem Badeverhalten zu ermöglichen. Diese Verhaltensweise war bei Enten unter der Dusche zu beobachten. Im Stall können die Duschen auf perforierten Böden installiert werden und das Wasser und abgesetzter Kot können abfließen (Reiter, 2003).

Bislang besteht allerdings in der Praxis vor allem aus ökonomischen und verfahrenstechnischen Gründen eine große Skepsis, den Enten Zugang zu Duschen zu gewähren. Knierim (2004) führte eine Untersuchung bei Moschusenten mit Duschen durch, in der sie sich an die mündlichen Empfehlungen von Reiter (2004) bzw. Reetz (2004) bezüglich der Duschen hielt. Die Duschen wurden den Enten ab dem ersten Lebenstag zu verschiedenen festen Zeiten zur Verfügung gestellt. Ein akustisches Signal zeigte den Tieren den Wasserfluss an. Sie konnte feststellen, dass die Tiere das Duschwasser nicht gezielt aufsuchen und tendenziell sogar meiden. Daraus schloss sie vorerst das Ergebnis, dass sich durch die Beregnung von oben nicht, wie von Reiter beschrieben, ein Badeverhalten auslösen lässt. Im Hinblick auf die untersuchte Wasserhygiene allerdings stellte sich ein positives Ergebnis ein (Knierim, 2004).

Weitere Untersuchungen von Knierim (2004) zeigten, dass den Enten zur Verfügung gestellte **offene Badewasserflächen**, wie zum Beispiel Flachbecken, weitestgehend die Ausübung ihres arttypischen Bade- und Schwimmverhaltens erlauben. Zudem zeigte sich, übereinstimmend mit Literaturangaben, ein sehr sauberes Gefieder der Enten.

Schwimm- und Bademöglichkeiten mit offenen Wasserflächen sind jedoch hygienisch bedenklich, da Enten einen großen Teil des Kotes im Wasser absetzen. Zusätzlich können sich Krankheitserreger, insbesondere Salmonellen, rasant entwickeln (Reiter, 2003). Die hohen Keimgehalte in offenen Badewasserflächen konnten auch durch Knierim (2004) bestätigt werden.

2.7 Keime im Tränkwasser der Enten

2.7.1 Enterobacteriaceae

Die Familie Enterobacteriaceae umfasst eine Gruppe gramnegativer, als Saprophyten, Kommensalen oder Parasiten lebender Bakterien, von welchen die medizinisch wichtigen Spezies ihren Standort hauptsächlich im Darm von Mensch und Tier haben. Sie gehören entweder zur normalen Dickdarmflora oder sie sind Krankheitserreger. Die Einteilung der Enterobacteriaceae in Arten und Spezies erfolgt aufgrund ihrer biochemischen Eigenschaften. Zur weiteren Unterteilung werden serologische, biochemische oder andere Methoden herangezogen (Willinger, 1992). Enterobacteriaceae sind gramnegative, nicht säurefeste und nicht sporenbildende, gerade Stäbchen mit abgerundeten Enden.

Nach Ewing kann man die Familie der Enterobacteriaceae hinsichtlich ihrer Pathogenität für den Menschen und für Säugetiere in **zwei Gruppen** aufteilen:

Gruppe A: Serotypen von *Escherichia coli*, *Shigella*, *Salmonella*, *Yersinia enterocolitica*.

Zu dieser Gruppe gehörende Gattungen können weitgreifende Epidemien von Darmkrankheiten hervorrufen oder aber auch nur als Erreger sporadischer Fälle auftreten.

Gruppe B: *Escherichia*, *Edwardsiella*, *Citrobacter*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, *Serratia*, *Proteus*, *Yersinia*.

Die hier aufgeführten Gattungen können gelegentlich begrenzte Ausbrüche oder sporadische Fälle von Diarrhoe, vorwiegend beim Menschen, hervorrufen (Rolle und Mayr, 1993).

Da in dieser Studie Salmonellen als Indikatorkeime dienen, wird nur auf diese in der Literatur genauer eingegangen. Die anderen Gattungen der Familie Enterobacteriaceae werden daher nicht näher beschrieben.

2.7.2 Salmonellen

2.7.2.1 Allgemeines zu Salmonellen

Salmonellen sind 2-3 µm lange, meist aufgrund peritricher Begeißelung bewegliche, fakultativ anaerobe, gramnegative Stäbchen. Bei einzelnen Typen kann der Geißelapparat dauernd oder vorübergehend verloren sein; diese sind dann unbeweglich.

Verbreitet sind Salmonellen weltweit. Ihr natürliches Habitat ist der Darmtrakt von homoiothermen und vielen poikilothermen Tieren, bei denen sie mehr oder weniger schwere Enteritiden hervorrufen können. Sie werden mit dem Kot in die Umwelt ausgeschieden, wo sie sehr lange überleben und sich auch vermehren können (Blobel und Schliesser, 1981; Rolle und Mayr, 1993).

Die Ansteckung erfolgt normalerweise oral durch Aufnahme kontaminierter Lebens- bzw. Futtermittel oder durch Schmierinfektion. Je nach Größe der aufgenommenen Keimdosierung, der Virulenz des Erregers und der körpereigenen Abwehr kommt es zu einer latenten Infektion oder zum Krankheitsausbruch (Rolle und Mayr, 1993).

Die Bedeutung der Salmonellen besteht, außer in finanziellen Verlusten bei seuchenhaften Ausbrüchen in Viehherden, hauptsächlich in der Infektionsgefährdung des Menschen durch die Kontamination von Nahrungsmitteln; diese können entweder direkt von infizierten Tieren stammen oder bei der weiteren Verarbeitung sekundär kontaminiert werden (Blobel und Schliesser, 1981; Rolle und Mayr, 1993). So stellt zum Beispiel die Kontamination von Schlachtkörpern v.a. beim Geflügel durch Kot oder Darminhalt im gemeinsamen Wasserbad ein wichtiges epidemiologisches Problem dar (Robert-Koch-Institut, 2002).

2.7.2.2 Taxonomie

Die Gattung *Salmonella* gehört mit mehreren anderen Gattungen zur Familie der Enterobacteriaceae. Derzeit sind über 2400 Salmonellenserovare bekannt. Alle Salmonellen sind in **zwei Spezies** einzuordnen. Nach der heute allgemein gebräuchlichen Nomenklatur werden diese zwei Spezies ***Salmonella enterica*** und ***Salmonella bongori*** genannt. Die Spezies *Salmonella enterica* lässt sich biochemisch und genotypisch weiterhin in sechs Subspezies unterteilen (Bockemühl, 1992; Brenner et al., 2000).

- *Subspecies enterica* (enthält die meisten für Menschen und homoiotherme Tiere bedeutsamen Serovare)
- *Subspecies salamae*
- *Subspecies arizonae*
- *Subspecies diarizonae*
- *Subspecies houtenae*
- *Subspecies indica*

Diese Subspezies wiederum untergliedern sich in eine Vielzahl von Serovaren. Morphologisch sind Salmonellen untereinander und von anderen Enterobacteriaceae nicht zu unterscheiden. Die Differenzierung erfolgt kulturell-biochemisch in einer „Bunten Reihe“ und serologisch aufgrund unterschiedlicher Antigenstrukturen (Blobel und Schliesser, 1981; Rolle und Mayr, 1993).

Diese verschiedenen Antigenstrukturen werden im Folgenden näher erläutert:

- **O-Antigen:** somatisches Antigen, zellwandständiges, hitzestabiles Lipopolysaccharid; „O“ bedeutet Wachstum „ohne Hauch“
- **H-Antigen:** Geißelantigen, in den Geißeln sitzendes, hitzelabiles Proteinantigen; „H“ bedeutet „hauchförmiges Wachstum“

Die Bezeichnung „O“- und „H“-Antigen geht historisch auf die Beobachtung zurück, dass Bakterien der Gattung *Proteus* wegen ihrer starken Beweglichkeit aufgrund ihrer Begeißelung einen Nährboden vollständig mit einem dünnen Bakterienrasen „hauchförmig“ überziehen.

Der Ausdruck „H“- Antigen für die Geißelantigene beruht auf der Beobachtung des hauchförmigen Wachstums bei begeißelten Bakterien. Unbegeißelte und somit unbewegliche Varianten wachsen in umschriebenen Kolonien „ohne Hauch“.

Außerdem können bei Salmonellen noch folgende Antigene vorkommen:

- **Vi-Antigen:** gehört zu den Kapselantigenen und ist ein Bauelement der Mikrokapsel; „Vi“ wurde von „Virulenz“ abgeleitet
- **F- Antigen:** ist ein Hüllantigen; „F“ steht für „Fimbrien“

2.7.2.3 Serologische Differenzierung und Kauffmann-White-Schema

Die O-Antigene werden mit arabischen Ziffern bezeichnet. In der Regel weisen Salmonellen mehrere verschiedene O-Antigene auf. Stämme mit gleichem Haupt O-Antigen werden in O-Antigengruppen zusammengefasst, die mit großen lateinischen Buchstaben von A bis Z und im Weiteren mit arabischen Zahlen von 51 bis 67 gekennzeichnet werden; zur Zeit existieren 51 Serogruppen und –untergruppen.

Salmonellen der gleichen serologischen Gruppe können anhand der H-Antigene weiter differenziert werden; diese können in zwei unterschiedlichen serologischen Zustandsformen vorliegen: Die H-Antigene der Phase 1 stellen die sogenannte spezifische Phase dar, weil sie die Identifizierung des einzelnen Serovars ermöglicht; sie werden mit kleinen lateinischen Buchstaben bezeichnet. Die H-Antigene der Phase 2 sind die sogenannte unspezifische Phase, da sie bei mehreren Serovaren nachweisbar und somit nicht für die serologische Differenzierung geeignet sind; sie werden mit arabischen Ziffern bezeichnet.

Mittels spezifischer Antisera gegen die O- und H-Antigene ergibt sich eine Antigenformel, die zusammen mit den lateinischen Bezeichnungen der heute bekannten Serovare im Kaufmann-White-Schema niedergelegt ist (Propoff und Le Minor, 1997).

2.7.2.4 Salmonellendiagnostik

Zum Nachweis von Salmonellen müssen diese aus dem jeweiligen Untersuchungsmaterial, wie zum Beispiel Kot, Tränkwasser oder deren Abstriche, angezüchtet und identifiziert werden (Fang, 2002). Salmonellen stellen hierbei keine besonderen Ansprüche an ihr Nährmedium (Rolle und Mayr, 2002).

2.7.2.4.1 Nicht-selektive Voranreicherung

Eine nicht-selektive Voranreicherung von Salmonellen, wie zum Beispiel die Voranreicherung in Peptonwasser, erhöht die Keimausbeute durch Aktivierung subletal geschädigter Bakterien. Durch das Angebot optimaler Nährstoffbedingungen werden die Salmonellen aktiviert und stabilisiert, so dass sie bei anschließender selektiver Anzucht im Anreicherungsmedium durch dessen toxische Zusätze nicht in ihrem Wachstum beeinträchtigt werden. Die Voranreicherungsmethode kommt vor allem zum Einsatz, wenn die Untersuchungsmaterialien subletal geschädigte Salmonellen enthalten (z.B. niedriger pH-

Wert, nach Hitzeeinwirkung) oder aber die Proben tiefgefroren oder getrocknet sind (Rolle und Mayr, 1993).

2.7.2.4.2 *Selektive Anreicherung*

Als Selektivmedium für Salmonellen wird hauptsächlich Tetrathionat-Brilliantgrün-Galle-Bouillon bzw. Rappaport Vassiliadis-Medium verwendet (Rolle und Mayr, 1993). Diese machen sich die Fähigkeit der Salmonellen zunutze, sich bei einem hohen osmotischen Druck bei gleichzeitig niedrigem pH-Wert zu vermehren (Selbitz et al., 1992). Das in der Rappaport-Bouillon enthaltene Malachitgrün und Magnesiumchlorid hemmt weitgehend das Wachstum der normalen Darmflora, während sich die meisten Salmonellen ungehindert vermehren können (Merck KgaA, 2003).

2.7.2.5 Ausstrich auf Selektivnährböden

Auf Universalnährböden sind Salmonellenkolonien nicht von anderen Enterobakterien zu unterscheiden. Deshalb werden zur Abgrenzung von allen anderen Arten Differentialnährböden eingesetzt, wie zum Beispiel der Wasserblau-Metachromgelb-Agar nach Gassner oder der Rambach-Agar (Rolle und Mayr, 1993). Die selektive Eigenschaft des **Gassner-Nährbodens** beruht auf dem Inhaltsstoff Lactose. Durch den Farbumschlag eines zugesetzten Indikators können lactosenegative Salmonellen von lactosepositiven Bakterien unterschieden werden.

Der **Rambach-Nährboden** enthält als Indikator Propylenglycol, bei dessen Abbau durch Salmonellen eine Säure entsteht. Diese Säure verleiht den Salmonellenkolonien ihre charakteristische Rotfärbung. Zudem enthält der Rambach-Nährboden chromogene Substanzen, durch die die β -Galaktosidaseaktivität anderer Enterobacteriaceae sichtbar gemacht werden kann; diese erscheinen als blaugüne Kolonien (Waltmann, 2000).

Zur weiteren Differenzierung salmonellenverdächtiger Kolonien können ihre biochemischen Eigenschaften herangezogen werden. So stellt zum Beispiel der Enterotube ein solches, auf biochemischen Eigenschaften beruhendes Testsystem dar, mit dem eine sichere Identifikation von Salmonellen möglich ist. Nach positivem, biochemischem Ergebnis können mittels omnivalenter und polyvalenter Seren die O- und H-Antigene auf der Oberfläche nachgewiesen werden. Dies dient zur serologischen Abklärung. Bei diesem Test zeigt sich eine serologisch

positive Reaktion in einer Objektträgeragglutination, die makroskopisch zu erkennen ist (Jones et al., 2000).

2.7.3 Biochemische Merkmale

Salmonellen können Glukose und Mannit unter Gasbildung spalten, ebenso spalten sie Sorbit, Maltose, Arabinose, Xylose und Rhamnose. Lactose, Saccharose und Adonit werden aber nicht angegriffen. Salmonellen bilden kein Indol, jedoch Schwefelwasserstoff. Durch Vorhandesein von Decarboxylasen sind sie zum Abbau von Lysin, Arginin und Ornithin befähigt (Rolle und Mayr, 1993).

Harnstoff wird nicht hydrolysiert und die Aminosäuren Tryptophan und Phenylalanin werden nicht desaminiert (Rolle und Mayr, 1993; Grimont et al., 2000).

2.7.4 Salmonellose des Menschen

Klinisch und ätiologisch lassen sich die Salmonellosen des Menschen in zwei verschiedene Gruppen aufteilen.

Die primär für den Menschen pathogenen, an ihn angepassten Serovare Salmonella Typhi und Salmonella Paratyphi A, B und C verursachen zyklisch verlaufende, schwere Allgemeininfektionen mit länger anhaltendem hohem Fieber, Septikämie, Benommenheit und Organmanifestation. Nur sekundär treten hier Darmsymptome auf. Die Inkubationszeit beträgt durchschnittlich 14 Tage, die Infektionsdosis ist mit 10^3 Keimen relativ gering. Eine Übertragung kann außer über kontaminierte Lebensmittel auch direkt von einem Erkrankten auf einen Gesunden erfolgen. Nach überstandener Infektion bleiben viele Menschen zeitlebens Dauerausscheider.

Primär für Tiere pathogene Salmonellen oder solche ohne spezielle Wirtsanpassung, Enteritis-Salmonellen oder auch Lebensmittelvergifter genannt, rufen gastroenteritische Krankheitssymptome wie Erbrechen, Durchfall und leichtes Fieber hervor. Die Inkubationszeit beträgt hier nur 18 Stunden bis 3 Tage, eine Infektionsdosis von 10^6 Keimen ist ausreichend. Die Krankheit dauert meist nur einige Tage und die Letalität ist bei unkompliziertem Verlauf gering, ausgenommen bei alten Leuten und Kindern (Hallmann und Burkhardt, 1974; Bockemühl, 1992; Rolle und Mayr, 1993).

2.7.5 Salmonellose der Ente

An Salmonellose erkranken vorwiegend Entenküken, bei älteren Tieren verläuft die Infektion zumeist latent. Als Haupterreger der Salmonellose bei Enten sehen Rolle und Mayr (1993) das Serovar *Salmonella* Typhimurium. Auch Price et al. (1962) berichten, dass 93 % von 491 Salmonellenstämmen, die von Enten aus den USA stammten, *Salmonella* Typhimurium waren. In der Studie von Tran et al. (2004) in Vietnam konnte das oben genannte Serovar bei untersuchten Enten ebenso als das vorherrschende bestätigt werden. So gibt auch Blaha (1993) an, dass hauptsächlich das Serovar *S. Typhimurium* aus Tränkwasserproben isoliert werden kann. In den zu dieser Arbeit im Vorfeld laufenden Untersuchungen konnte Manz (2005) hingegen am häufigsten *S. Saintpaul* aus dem Tränkwasser von Pekingenten isolieren.

Die Einschleppung des Erregers in den Bestand kann einerseits durch bereits infizierte Enten, andererseits durch infizierte Wildvögel oder durch Ratten erfolgen. Vor allem stehende Gewässer tragen zur Weiterverbreitung des Erregers bei. In diese werden mit infiziertem Kot ständig Salmonellen eingebracht und von den Enten wieder aufgenommen. Auch Enteneier sind häufig mit Salmonellen infiziert. Die Keime gelangen entweder kongenital, häufiger aber durch Durchwandern der kotverschmierten Schale in die Eier. Auch aerogene Infektionen im Brutapparat sind möglich.

Freilaufende infizierte Enten stellen durch ihren salmonellenhaltigen Kot relativ oft eine Infektionsquelle dar. Die Verwertung von Enteneiern für den menschlichen Verzehr unterliegt schon seit Jahrzehnten besonderen Regelungen (Rolle und Mayr, 1993).

Bei den an Salmonellose erkrankten Küken lassen sich klinische Symptome wie starker Durst, Appetitlosigkeit, Mattigkeit, erhöhtes Wärmebedürfnis, gesträubtes Gefieder und herabhängende Flügel erkennen. Hinzu kommen häufig Blauverfärbungen am Schnabel, verklebte Augenlider, Gleichgewichtsstörungen und Gelenksentzündungen. Die klinisch ausgeprägte Infektion tritt meist nur bis zur fünften Lebenswoche auf (Rolle und Mayr, 1993).

Die besondere Bedeutung der Salmonelleninfektion beim Mastgeflügel liegt in einer Übertragungsgefahr der Bakterien auf den Menschen. Salmonelleninfektionen zählen aus diesem Grund zu den Zoonosen (Matthes, 1992).

In der Bekämpfung stehen hygienische Maßnahmen wie die Vermeidung der Haltung auf verschlammten, stehenden Gewässern und das Angebot an sauberem Wasser im Vordergrund (Selbitz et al., 1995).

2.8 Ammoniak

Die Bedeutung von Ammoniak für die Tiergesundheit wurde mit Zunahme der Intensivtierhaltung in den letzten 20 Jahren zunehmend erkannt. Wesentliche Faktoren, die zu einem vermehrten Ammoniakanstieg im Stall führen, sind zum einen die Erhöhung der Tierzahl pro Fläche und zum anderen die Einführung arbeitssparender Technologien in der Kot- und Harnbeseitigung, die meist mit einer längeren Verweildauer der Fäkalien im Stall einhergehen. Heute gilt Ammoniak im Bereich der Intensivtierhaltung als eines der Hauptschadgase der Stallluft (Hartung, 1990).

Ammoniak entsteht im Stall beim Abbau von Eiweiß und Harnstoff durch ureaseaktive Bakterien aus Kot und Harn. Es ist ein farbloses Gas, das deutlich leichter als Luft und gut wasserlöslich ist. Ammoniak ist ein stark reizendes Gas, das von den feuchten Oberflächen der Schleimhäute absorbiert wird und bei längerem Kontakt sogar die Schleimhautoberfläche zerstören kann. Insbesondere die oberen Luftwege des Respirationstraktes und die Augen sind davon betroffen. Vor allem bei feuchter Einstreu wird der Kot rasch zersetzt und die Entstehung von Ammoniak im Stall beschleunigt (Al Homidan et al., 2003). Hartung (1990) gibt zu bedenken, dass die Tiere der Stallluft permanent ausgesetzt sind und dass aufgrund der Stoffvielfalt in der Stallluft additive und kumulative Wirkungen nicht ausgeschlossen werden können. Der Ammoniakgehalt der Stallluft unterliegt sowohl zeitlichen als auch örtlichen Schwankungen, wobei üblicherweise unter Praxisbedingungen Konzentrationen zwischen 5 und 50 ppm angetroffen werden (Hartung, 1990). Die Ammoniakkonzentration im Stall ist letztendlich von vielen Faktoren abhängig. Zu nennen sind hier die Feuchtigkeit und Temperatur im Stall, das Alter der Tiere, der Zustand der Einstreu, die Einstalldichte der Tiere und die Belüftung im Stall (Al Homidan et al., 2003).

Sehr unterschiedlich sind die Untersuchungen über die tolerierbaren Ammoniak-Grenzkonzentrationen. Nach Ansicht von Tüller (1993) und Pingel (2000) sollte die Ammoniakkonzentration in der Stallluft zehn ppm nicht überschreiten.

In der Vereinbarung zwischen Bayern, dem Bayerischen Staatsministerium für Umwelt, Gesundheit und Verbraucherschutz und dem Bayerischen Staatsministerium für Landwirtschaft und Forsten über die Mindestanforderungen an die Haltung von

Pekingmastenten, ist der Ammoniakgehalt ebenso mit zehn ppm festgelegt. Eine dauerhafte Überschreitung über 20 ppm soll vermieden werden.

Im Europäischen Übereinkommen zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen wird lediglich gefordert, die Lüftungsanlage so zu konzipieren, dass die Tiere schädlichen Gasen wie z.B. Ammoniak in keiner gesundheitsbeeinträchtigten Konzentration ausgesetzt sind. Richt- bzw. Grenzwerte werden hier nicht angegeben.

Laut Pingel (2000) wirken sich bereits 20 ppm Ammoniak in der Luft negativ auf die Tiergesundheit aus, aber erst eine Konzentration von 50 ppm Ammoniak ist vom Menschen wahrnehmbar. Auch Hartung (1990) gibt an, dass sich beim Geflügel bei einer Ammoniakkonzentration ab 20 ppm eine Verminderung der Futteraufnahme, der Gewichtszunahme und der Legeleistung einstellt. Eine Verzögerung des Eintritts der Geschlechtsreife wie auch eine Prädisposition für Respirationserkrankungen sind ebenfalls zu verzeichnen. Ab 30 ppm Ammoniak in der Stallluft lassen sich pathologisch-histologische Befunde, wie vermehrte Schleimsekretion, erhöhte Zahl an Becherzellen und Entzündungen im Trachealepithel feststellen. Zum Schutz der Tiere sollte die Ammoniak-Konzentration der Stallluft so niedrig wie möglich gehalten werden. Dies gilt auch für die Ammoniakemission aus dem Stall im Hinblick auf den Umweltschutz (Hartung, 1990).

Eine ausreichende Ventilation und trockene Einstreu sind wichtige Voraussetzungen für einen niedrigen Ammoniakgehalt in der Stallluft, da es bei feuchter Einstreu zu einer schnelleren Zersetzung des Kotes kommt. Dies wiederum beschleunigt die Entstehung von Ammoniak und anderen Schadgasen.

Das Stallklima hat einen wesentlichen Einfluss auf das Wohlbefinden der Tiere, ihre Vitalität und ihr Leistungsvermögen, deshalb sollte diesem Punkt besonders Rechnung getragen werden (Pingel, 2000).

2.9 Abwehrsystem

Bei Enten zählen Gefieder, Haut und Schleimhaut zum passiven Abwehrsystem. So befinden sich in der Schnabelhöhle unter der Zunge die Ausgänge der Kieferspeicheldrüsen, deren Sekretion Mikroorganismen aus der Schnabelhöhle spült. Die saure Reaktion im Magen durch Verdauungssäfte schützt genauso vor einer Infektion mit pathogenen Bakterien wie die Darmflora, die als Barriere im Abwehrmechanismus wirkt. In den Atemwegen besitzen sowohl die Schleimhaut als auch die bewimperte Oberhaut eine schützende Funktion. Neben dem oben beschriebenen passiven Abwehrsystem gibt es das aktive Abwehrsystem (Pingel,

2000). Die Grundvoraussetzung der Immunität eines Organismus besteht in der Fähigkeit, zwischen „körperfremd“ und „körpereigen“ unterscheiden zu können. Damit ist die entwicklungsgeschichtlich entscheidende Voraussetzung für die Erhaltung der Individualität eines Organismus und damit für die Lebenserhaltung gegeben. Dieses phylogenetisch älteste, unspezifische Abwehrprinzip, die Phagozytose nach Antigenerkennung, besteht bei Wirbeltieren grundsätzlich.

Über die reine Abwehrleistung hinaus sind hier unspezifische Abwehrreaktionen eng verknüpft mit spezifischen Immunreaktionen. Beide Systeme, unspezifische und spezifische Immunität, sind stets interaktiv zu verstehen (Neumann und Kaleta, 1992).

Die genannten Abwehrmechanismen entstehen ursprünglich aus einer lymphopoetischen Zellreihe des Knochenmarks, sie unterscheiden sich jedoch sowohl funktionell als auch morphologisch. Durch Differenzierung lymphoider Stammzellen im Knochenmark entstehen zwei Subpopulationen von Lymphozyten, die T-Lymphozyten und die B-Lymphozyten. Die B-Lymphozyten sind für die humorale Immunität verantwortlich. Nach Kontakt mit Antigen reifen die B-Lymphozyten zu so genannten Plasmazellen heran. Die aktivierte Plasmazelle produziert dann die verschiedenen Antikörper. Diese wiederum repräsentieren als antigenspezifische Form der körpereigenen Abwehr die wirksamste Form der Abwehr (Mayr, 2002).

Antikörper sind nach elektrophoretischer Auftrennung von Serumproteinen in der Gammaglobulinfraktion enthalten. Als Produkte einer Immunreaktion und aufgrund ihres Wanderungsverhaltens im elektrischen Feld sowie ihrer biochemischen Struktur werden sie als Immunglobuline (Ig) bezeichnet. Räumlich betrachtet sind Immunglobulin-Moleküle „knäuelartig“ gewunden.

Am gründlichsten untersucht sind die Immunglobulinklassen des Geflügels, die weitgehende Ähnlichkeiten mit den entsprechenden Immunglobulinklassen der anderen untersuchten Vogelspezies aufweisen. Alle bisher untersuchten aviären Immunglobulinklassen lassen ein gemeinsames Bauprinzip erkennen: Sie bestehen jeweils aus zwei langen und zwei kurzen Polypeptidketten, die schwere bzw. leichte Ketten genannt werden. Die Ketten sind über Disulfidbrücken miteinander zu einem Y-förmigen Immunglobulin-Molekül verbunden. Die bei Vögeln bisher nachgewiesenen Immunglobulinklassen werden aufgrund von Ähnlichkeiten mit Säugerimmunglobulinen von den meisten Autoren IgM, IgG und IgA genannt (Neumann und Kaleta, 1992). Leslie und Clem (1969) machten den Vorschlag, das aviäre IgG, welches wiederum die Hauptkomponente im Hühnerplasma darstellt, als IgY zu bezeichnen.

Unanue und Dixon (1965) kamen bei ihrer Untersuchung von Immunglobulinen im Serum von Enten zu dem Ergebnis, dass Enten IgM und zwei miteinander verwandte Formen von IgG besitzen. Das größere 7,8 S IgG liegt bei einem Molekulargewicht von 178 bis 200 kDa, hat schwere Ketten von 62 bis 67 kDa und leichte Ketten von 22 bis 25 kDa. Das kleinere 5,7 S IgG besitzt ein Molekulargewicht von 188 kDa, hat schwere Ketten von 35 bis 42 kDa und leichte Ketten von 22 bis 25 kDa (Ng und Higgins, 1986). Higgins et al. (1993) stellten bei molekulargenetischen Untersuchungen fest, dass diese beiden IgG-Varianten unabhängig voneinander synthetisiert werden.

Die kleinere IgG-Form besitzt nicht die beiden C-terminalen Domänen der schweren Kette und wird deshalb auch als „gestutzte“ Form bezeichnet. Trotzdem hat sich diese die Möglichkeit der Virusneutralisation erhalten. Beide IgG-Varianten besitzen zwei antigenbindende Stellen zur Präzipitation und Agglutination eines vielwertigen Antigens (Warr et al., 1995).

Im Rahmen einer Immunantwort bei Enten wird zunächst IgM produziert, welches dann relativ schnell durch die Bildung des „großen“ 7,8 S IgY ersetzt wird. Dies wiederum induziert die Bildung des „kleinen“ 5,7 S IgY (Higgins und Warr, 1993).

Liu und Higgins (1990) konnten feststellen, dass es sich bei der Übertragung von maternalen Antikörpern auf den Dottersack um das 7,8 S IgY handelt. Wang (1998) zeigte auf, dass sich sowohl bei 15 und 22 Tagen alten Embryos als auch bei drei Tage alten Entenküken nur IgY-Moleküle in einer ansteigenden Konzentration von 0,04 mg/ml bis zu 5,18 mg/ml fanden. Die IgY-Konzentration bei zwei Wochen alten Entenküken lag bei 1,15 mg/ml und stieg fortlaufend bis zur zwölften Lebenswoche an. IgM konnte Wang (1998) erst ab der zweiten Lebenswoche in einer Konzentration von 1,10 mg/ml finden. Im Alter von 10 bis 16 Wochen lag die IgM-Konzentration zwischen 1,78 mg/ml und 2,32 mg/ml. IgM- und IgY-positive Zellen fanden sich in der Bursa Fabricii und in der Milz, sporadisch auch im Thymus und im Darm. Kaspers (1989) konnte in seiner Studie einen Anstieg des IgG-Gehaltes im Serum von Hühnerküken bis zum zweiten Lebenstag feststellen. Danach fiel der Serum-IgG-Wert schnell ab und erreichte den geringsten Wert am 16. Lebenstag.

Obwohl sich im Verlauf einer Immunantwort ein zunehmender Antikörperspiegel im Serum feststellen lässt, haben Seren von wiederholt immunisierten Enten in der Regel keine sekundären Antikörperaktivitäten wie Agglutination, Komplementbildung und Gewebesensibilisierung (Higgins et al., 1993).

Immunglobuline lassen sich mit geeigneten Methoden, wie zum Beispiel dem ELISA (enzym linked immunosorbent assay) nachweisen. Erhard et al. (1992) entwickelte spezifische Sandwich-ELISA-Systeme zum qualitativen und quantitativen Nachweis von IgY, IgM und IgA bei Hühnern.

3 TIERE, MATERIAL UND METHODEN

Die Versuchsdurchgänge fanden in den Stallungen der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft, Institut für Tierhaltung und Tierschutz, Arbeitsbereich Geflügel- und Kleintierhaltung in Kitzingen statt.

Gemäß Landtagsbeschluss wurde zwischen der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft in Kitzingen in Zusammenarbeit mit dem Lehrstuhl für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung der LMU München einem Forschungsprogramm zur tierfreundlichen Wasserversorgung von Pekingenten zugestimmt.

Im Rahmen dieses Forschungsauftrags wurden insgesamt zehn Durchgänge durchgeführt, fünf davon fanden in einer vorausgehenden Studie von Remy (2005) und Manz (2005) statt, die weiteren fünf erfolgten innerhalb dieser Studie. Zeitgleich wurde von Frau Yvonne Küster (2007) eine Dissertation mit dem Thema: "Tierfreundliche Haltungsumwelt für Pekingenten-Untersuchungen zu Rundtränken, Duschen und Ausläufen unter Berücksichtigung des Verhaltens, der Tiergesundheit und der Wirtschaftlichkeit" erstellt.

Die fünf Versuchsdurchgänge erstreckten sich über folgende Zeiträume:

<u>Versuchsdurchgang</u>	<u>Zeitraum</u>	<u>Anzahl der Tiere</u>	<u>Anzahl/Abteil</u>	<u>Auslauf</u>
I	7.02.05-23.03.05	1152	192	nein
II	22.04.05-8.06.05	1152	192	ja
III	8.08.05-21.09.05	1356	226	ja
IV	25.20.05-8.12.05	1356	226	ja
V	20.02.06-6.04.06	1152	192	nein

3.1 Tiere

In den Versuchsdurchgängen I, II und V wurden jeweils 1152 Cherry-Valley-Pekingenten (Brüterei Gepro Geflügelproduktions-Gesellschaft mbH, Molbergen-Ermke) gehalten; das entsprach einer Einstellungsichte von 6 Tieren/m². In Durchgang III und IV erhöhte sich die Gesamtzahl der eingestellten Enten auf 1356, da in diesen Durchgängen ein für die Enten nutzbarer Außenbereich in die Gesamtnutzungsfläche zu 50 % mit einberechnet wurde. Hier betrug die Einstellungsichte 5,2 Tiere/m². Nach der Einnistung als Eintagsküken wurden die

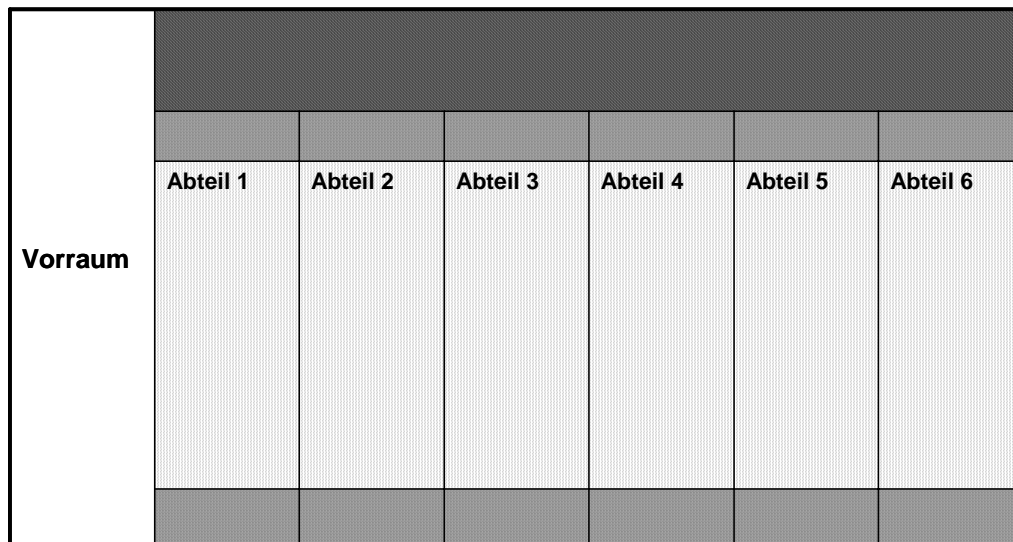
Pekingenten über einen Zeitraum von 44-47 Tagen gemästet. Dabei galten die ersten drei Lebenswochen als Aufzuchtphase, ab dem 21. Lebenstag begann die Mastphase.

Da bei den Enten pro Mastdurchgang nur eine einmalige diagnostische Blutentnahme statt fand, war diese Untersuchung bei der Regierung von Unterfranken nicht anzeigepflichtig.

3.2 Haltung

Die Stallungen befanden sich auf dem Gelände der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft, Institut für Tierhaltung und Tierschutz, Arbeitsbereich Geflügel- und Kleintierhaltung in Kitzingen, Deutschland (Leiter der Landesanstalt: Dr. Damme).

Folgende Skizze zeigt den Grundriss des Stalles:



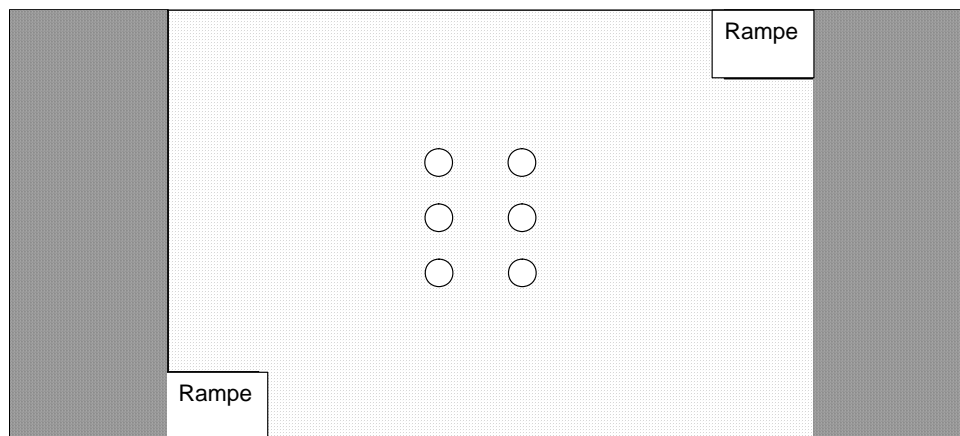
- Überdachter Außenbereich
- Erhöhter Bereich mit Tränkevariante
- Einstreubereich

Abbildung 1: Skizze des Stalles mit Vorraum, den sechs Stallabteilen sowie dem überdachten Außenbereich, der in den Versuchsdurchgängen II, III und IV genutzt wurde.

Die Enten wurden in Bodenhaltung mit Stroheinstreu in sechs Abteilen à 32 m² (3,30 m Breite x 9,70 m Länge) gehalten. Jeweils 25 % der Bodenfläche (8 m²) waren mit perforierten Kunststoffrosten versehen. An der Längswand des Stalles befanden sich beiderseits je vier Zuluft-Elemente, die für eine geregelte Unterdrucklüftung sorgten. Die Firstentlüftung fand über drei Kamine mit Austrittsöffnung 1,5 m über dem First statt. Auf jeder Stallseite befanden sich vier Fenster, wobei jedes Fenster eine Fläche von knapp einem Quadratmeter

aufwies (3 % der Stallgrundfläche). Als Wärmequelle dienten den Tieren zwei Gasstrahler pro Abteil.

Die Aufstallungsdichte betrug in Versuchsdurchgang I, II und V sechs Tiere pro Quadratmeter, d.h. in einem Abteil waren jeweils 192 Tiere eingestallt. In den Versuchsdurchgängen II, III und IV hatten die Enten Zugang zu einem überdachten Außenbereich mit vollperforiertem Boden (MIC-Kunststoffroste), 3,8 m Länge x 3 m Breite je Abteil; die jeweiligen Außenabteile waren vom Stallinneren aus über Klappen erreichbar. Die Fläche in den Außenabteilen wurde zu 50 % zur Gesamtnutzungsfläche dazu gezählt und die Zahl der eingestellten Tiere wurde in den Versuchsdurchgängen III und IV auf 226 Tiere pro Abteil erhöht. Abbildung 2 zeigt die Übersicht über ein Stallabteil, in Abbildung 3 ist eine Abteilhälfte dargestellt. Abbildung 4 zeigt den überdachten Außenbereich.



- Erhöhter Bereich mit Tränkevariante
- Futtertröge
- ▨ Einstreubereich

Abbildung 2: Schematische Übersicht eines Abteiles



Abbildung 3: Linke Hälfte eines Stallabteiles mit Zugang zum Außenbereich



Abbildung 4: Überdachter Außenbereich

3.3 Fütterung

Die ad libitum Fütterung erfolgte über separate automatische Pfannenfütterung (Roxell-Minimax-Fütterungssystem mit Futterschalen aus Stevlan mit Futterluke und Anti-Verschwendungskragen ab der 3. Woche). In jedem Abteil befanden sich sechs Pfannen, den Tieren stand somit eine Fressfläche von 300 Zentimetern zur Verfügung. Gefüttert wurde mit handelsüblichen Entenstarter-Pellets (zwei Millimeter) bis zum 21. Tag. Danach wurde bis zur Schlachtung auf Entenmast-Pellets (drei Millimeter) umgestellt. Folgende Tabelle 1 zeigt die Zusammensetzung der verwendeten Futtermittel.

Tabelle 1: Zusammensetzung der verwendeten Futtermittel

	ME in MJ	Rohprotein	Methionin	Calcium	Phosphor	Natrium
Entenstarter- Pellets:	12,0	22,0 %	0,5 %	1,0 %	0,7 %	0,18 %
Entenmast- Pellets:	12,0	18,5 %	0,4 %	1,2 %	0,8 %	0,12 %

3.4 Verwendete Tränkesysteme

In jedem der fünf Versuchsdurchgänge wurde den Küken in den ersten sieben Lebenstagen zusätzlich zu den vorhandenen Nippeltränken eine sogenannte Manteltränke zur Verfügung gestellt. Im weiteren Verlauf kamen je nach Versuchsaufbau in den verschiedenen Abteilen Nippeltränken, Rundtränken und Duschen zum Einsatz.

Die verwendeten Tränkesysteme werden im Folgenden näher erläutert:

3.4.1 Nippeltränke

Verwendet wurde die Lubing Bodenstrangtränke (Nippeltränke) für Entenaufzucht und Mast Top Nippel Art. 4022 mit großer Auffangschale. In jedem Abteil befanden sich jeweils zwei Elemente mit zehn Nippeln (das entspricht einer Verteilung von 8,6 Tieren pro Nippel in der Mast). Die Nippeltränken standen den Küken bereits ab dem ersten Lebenstag zur Verfügung. Abbildung 5 zeigt die oben genannte Nippeltränke mit Auffangschale.



Abbildung 5: Nippeltränke mit Auffangschale

3.4.2 Modifizierte Rundtränke

Hierbei handelte es sich um eine Impex-aqua max-Rundtränke für Puten Art. No. 115-1400, von der nur die Aufhängung verwendet wurde. Die Tränkeschalen wurden durch die Firma Schubert Kunststoffverarbeitung nach Heyn und Erhard (2004) modifiziert. Der Durchmesser einer Rundtränke betrug 44 cm, somit ergab sich eine Trogseitenlänge von 414 cm. Abbildung 6 zeigt eine solche Rundtränke. Die Rundtränken wurden den Enten ab dem 24.-25. Lebenstag angeboten. Ein früheres Angebot der Rundtränken hätte das Risiko des Ertrinkens der Küken zur Folge gehabt, da diese in die Rundtränken hinein springen würden, aber diese nicht mehr selbstständig verlassen könnten.



Abbildung 6: Modifizierte Rundtränke nach Heyn und Erhard (2004)

3.4.3 Duschen

Die in den Versuchsdurchgängen I und IV verwendeten Duschen wurden von der Firma Pal Bullermann (Markhausen) entwickelt. Die Duschköpfe wurden so verändert, dass die dort entstehende Tröpfchengröße den Erfahrungsberichten und Studien aus Versuchen der Tierärztlichen Hochschule Hannover bzgl. der richtigen Tröpfchengröße entsprach. Die Zugangszeit zu den Duschen betrug jeweils vier Stunden; beim ersten Einsatz wurde das Starten der Duschen mittels einer Lichtschranke, beim zweiten Einsatz durch eine zeitliche Intervallschaltung geregelt.

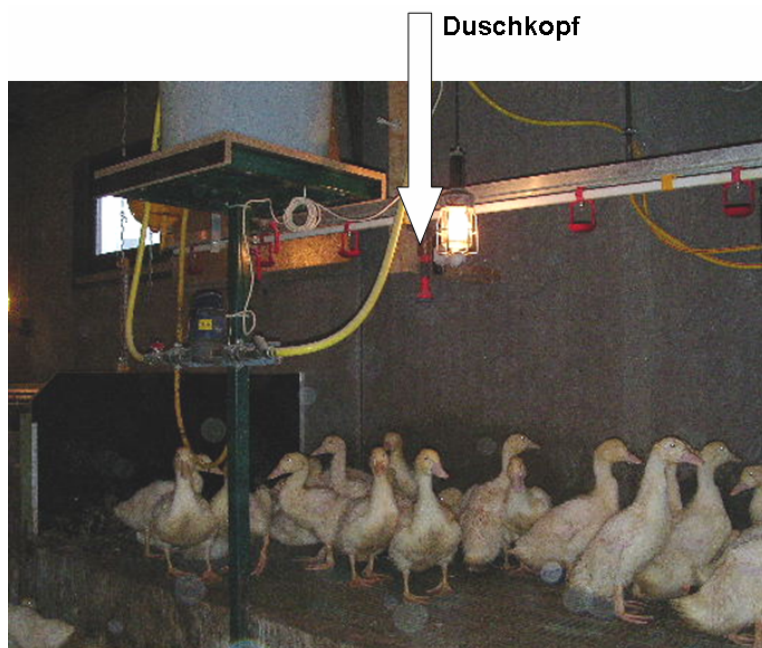


Abbildung 7: Dusche

3.5 Versuchsdurchgänge

Im Folgenden sollen die fünf Versuchsdurchgänge mit ihrem jeweiligen Versuchsaufbau im Einzelnen näher erläutert werden.

Versuchsdurchgang I:

In diesem Versuchsdurchgang wurden drei Abteile mit Duschen und drei Abteile mit Rundtränken ausgestattet. Die Duschen waren täglich von 9 Uhr bis 13 Uhr, also für vier Stunden mittels Zeitschaltuhr, frei geschaltet. Wenn sich eine Ente bzw. mehrere Enten im

Bereich der Dusche aufhielten, wurde, durch eine Lichtschranke aktiviert, ein feiner Wasserstrahl abgegeben. Zur gleichen Zeit, d. h. von 9 Uhr bis 13 Uhr, wurden die jeweils drei Rundtränken für die Enten in den drei anderen Abteilen zugänglich gemacht. Zusätzlich gab es in jedem Abteil auf der rechten und linken Seite jeweils eine Bahn mit Nippeltränken (pro Bahn zehn Nippel), die 24 Stunden bzw. 20 Stunden auf der Seite mit Rundtränke/Dusche zugänglich waren. Während der vierstündigen Zugangszeit zu den Rundtränken bzw. Duschen waren die Nippeltränken hochgezogen, danach aber wieder frei zugänglich. Die Nippeltränken wurden ab dem ersten, die Duschen ab dem 22. und die Rundtränken ab dem 24. Lebenstag für die Enten bereitgestellt.

Tabelle 2: Versuchsaufbau in Versuchsdurchgang I (192 Tiere/Abteil; Besatz: 6 Tiere/m²)

	Abteil	1		2		3		4		5		6	
innen	Tränke	Ni	Rd (3)	Ni	Du	Ni	Rd (3)	Ni	Du	Ni	Rd (3)	Ni	Du
	Zugang	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	4 h
	Einbau	1.Tag	24.Tag	1.Tag	22.Tag	1.Tag	24.Tag	1.Tag	22.Tag	1.Tag	24.Tag	1.Tag	22.Tag
außen	Tränke	Außenabteil stand in Versuchsdurchgang I nicht zur Verfügung											
	Zugang												
	Einbau												

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Versuchsdurchgang II:

In Versuchsdurchgang II hatten die Enten sowohl tagsüber als auch in der Nacht die Möglichkeit, einen überdachten Außenbereich zu nutzen. In diesem Außenbereich befanden sich die Rundtränken, die zeitlich begrenzt zugänglich waren. Das Versuchsdesign gestaltete sich folgendermaßen:

Zwei Außenabteile waren mit je drei Rundtränken ausgestattet, die für vier Stunden zugänglich waren. Zwei Außenabteile hatten zwei Rundtränken, die ebenfalls vier Stunden angeboten wurden. In den restlichen zwei Außenabteilen befanden sich zwei Rundtränken, die aber hier für sechs Stunden den Enten zur Verfügung standen. Im Stallinneren hatten die Enten beiderseits Nippeltränken als alternative Tränkevariante.

Tabelle 3: Versuchsaufbau in Versuchsdurchgang II (192 Tiere/Abteil; Besatz: 6 Tiere/m²)

	Abteil	1		2		3		4		5		6	
innen	Tränke	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni
	Zugang	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h
	Einbau	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag
außen	Tränke	Rd (2)		Rd (2)		Rd (3)		Rd (2)		Rd (2)		Rd (3)	
	Zugang	6 h		4 h		4 h		6 h		4 h		4 h	
	Einbau	25.Tag		25.Tag		25.Tag		25.Tag		25.Tag		25.Tag	

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Versuchsdurchgang III:

Auch in diesem Versuchsdurchgang konnten die Enten den überdachten Außenbereich nutzen. Der Versuchsaufbau war folgendermaßen:

Zwei Außenabteile waren lediglich mit Nippeltränken versehen, die für die Enten 24 Stunden zur Verfügung standen. Die übrigen vier Außenabteile waren jeweils mit zwei Rundtränken ausgestattet, die in zwei Abteilen für vier Stunden und in zwei Abteilen für sechs Stunden zugänglich waren. Im Stallinneren konnten die Enten wiederum auf beiden Stallseiten Nippeltränken nutzen.

Tabelle 4: Versuchsaufbau in Versuchsdurchgang III (226 Tiere/Abteil; Besatz: 5,2 Tiere/m²)

	Abteil	1		2		3		4		5		6	
innen	Tränke	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni
	Zugang	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h
	Einbau	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag
außen	Tränke	Ni		Ni		Rd (2)		Rd (2)		Rd (2)		Rd (2)	
	Zugang	24 h		24 h		4 h		4 h		6 h		6 h	
	Einbau	1.Tag		1.Tag		25.Tag		25.Tag		25.Tag		25.Tag	

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Versuchsdurchgang IV:

Der Außenbereich war in jedem Abteil mit Nippeltränken ausgestattet; im Stall gab es in zwei Abteilen nur Nippeltränken, zwei Abteile hatten zusätzlich zu den Nippeltränken eine Dusche und die restlichen zwei Abteile jeweils zusätzlich zwei Rundtränken. Duschen und Rundtränken waren jeweils vier Stunden zugänglich. Die Duschen liefen täglich von 9 Uhr

bis 13 Uhr zu jeder halben und vollen Stunde für jeweils zehn Minuten. Ebenfalls zwischen 9 Uhr und 13 Uhr wurden den Enten die Rundtränken angeboten.

Tabelle 5: Versuchsaufbau in Versuchsdurchgang IV (226 Tiere/Abteil; Besatz: 5,2 Tiere/m²)

	Abteil	1		2		3		4		5		6	
innen	Tränke	Ni	Rd (2)	Ni	Du	Ni	Ni	Ni	Du	Ni	Rd (2)	Ni	Ni
	Zugang	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	24 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	24 h
	Einbau	1.Tag	24.Tag	1.Tag	22.Tag	1.Tag	1.Tag	1.Tag	22.Tag	1.Tag	24.Tag	1.Tag	1.Tag
außen	Tränke	Ni		Ni		Ni		Ni		Ni		Ni	
	Zugang	24 h		24 h		24 h		24 h		24 h		24 h	
	Einbau	1.Tag		1.Tag		1.Tag		1.Tag		1.Tag		1.Tag	

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Versuchsdurchgang V:

In diesem Versuchsdurchgang stand den Enten auf Grund der klimatischen Bedingungen der Außenbereich nicht mehr zur Verfügung. Im Inneren des Stalles war jeweils die linke Hälfte eines Stallabteils mit Nippeltränken ausgestattet, die rechte Abteilhälfte war mit jeweils zwei Rundtränken pro Abteil versehen. Demnach gab es im letzten Versuchsdurchgang in allen sechs Abteilen ein identisches Tränkenangebot. Die Zugangszeit zu den Rundtränken betrug sechs Stunden. Nach Ablauf dieser Zeit hatten die Enten auch auf der rechten Stallseite Nippeltränken zur freien Verfügung.

Tabelle 6: Versuchsaufbau in Versuchsdurchgang V (192 Tiere/Abteil; Besatz: 6 Tiere/m²)

	Abteil	1		2		3		4		5		6	
innen	Tränke	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)
	Zugang	24 h	6 h	24 h	6 h	24 h	6 h	24 h	6 h	24 h	6 h	24 h	6 h
	Einbau	1.Tag	25.Tag	1.Tag	25.Tag	1.Tag	25.Tag	1.Tag	25.Tag	1.Tag	25.Tag	1.Tag	25.Tag
außen	Tränke	Außenabteil stand in Versuchsdurchgang V nicht zur Verfügung											
	Zugang												
	Einbau												

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

3.6 Entnommene Proben und durchgeführte Messungen

Es wurden Wasserproben aus den verschiedenen Tränkesystemen und Blutproben bei den Enten genommen. Außerdem wurde der Ammoniakgehalt der Stallluft gemessen.

Die genauen Tage der Probenentnahme und der Ammoniakmessung sind in Tabelle 7 dargestellt.

Tabelle 7: Probenentnahme- und Messtage im Verlauf der einzelnen Versuchsdurchgänge I-V

Versuchsdurchgang	Probenmaterial					
	Wasser		Blut		Ammoniak	
	Masstag	Masstag	Masstag	Masstag	Masstag	Masstag
I	28	42	28	44	28	42
II	28	45	28	47	28	45
III	29	43	29	44	28	43
IV	30	41	30	44	29	41
V	30	42	30	45	29	42

3.7 Mikrobiologische Untersuchungen

3.7.1 Verwendete Materialien

8,50 % Kochsalzlösung bestehend aus

8,50 g Natriumchlorid ad 1000 ml Aqua dest.

Salmonella-Anreicherungsbouillon nach Rappaport

(Merck KGaA, Darmstadt, Deutschland)

5,00 g Pepton aus Casein

8,00 g Natriumchlorid

0,80 g di- Kaliumhydrogenphosphat

40,00 g Magnesiumchlorid-Hexahydrat

0,12 g Malachitgrün

ad 1000 ml Aqua bidest.

Rambach-Agar

(Merck KgaA , Darmstadt, Deutschland)

8,00 g Peptone
0,50 g Natriumchlorid
1,00 g Natriumdesoxycholat
1,50 g Chromogenmischung
10,5 g Propylenglycol
15,0 g Agar-Agar
ad 1000 ml Aqua bidest.

Gassner-Agar

(Merck KgaA, Darmstadt, Deutschland)

14,00 g Peptone
5,00 g Natriumchlorid
43,00 g Lactose
0,62 g Wasserblau
1,25 g Metachromgelb
13,00 g Agar-Agar
ad 1000 ml Aqua bidest.

Standard-I-Nähragar

(Merck KGaA, Darmstadt, Deutschland)

15,00 g Peptone

3,00 g Hefeextrakt

6,00 g Natriumchlorid

1,00 g D(+)Glucose

12,00 g Agar-Agar

ad 1000 ml Aqua bidest.

Omnivalente und Polyvalente Seren

(Dade Behring Marburg GmbH, Marburg, Deutschland)

Zusammensetzung: Diese Salmonella Testsera der Dade Behring Marburg GmbH werden von immunisierten Kaninchen gewonnen und reagieren spezifisch mit allen zu ihrem Erfassungsbereich gehörenden Salmonellen.

Folgende Antigengruppen sind mit den Testsera nachweisbar:

- Omnivalent A-67
- Polyvalent I A-E4

BBL Enterotube II

(Necton Dickinson, Sparks, Maryland, USA)

Der BBL Enterotube ist ein gebrauchsfertiges Testsystem zur sicheren Identifizierung von Enterobacteriaceae. In den einzelnen Kammern des Teströhrchens befinden sich diverse Spezialmedien, die es erlauben, den zeitgleichen Nachweis von 15 verschiedenen biochemischen Eigenschaften der Bakterien zu führen.

3.7.2 Bestimmung der Gesamtkeimzahl im Tränkewasser

Die Entnahmezeiten für diese Proben lagen bei null, zwei und vier Stunden nach dem Reinigen und Befüllen der Rundtränken. Die Null-Stunden-Probe wurde direkt nach dem Auffüllen der Rundtränken mit frischem Wasser als 20-Milliliter-Sammelprobe aus jedem Abteil gezogen. Jeweils nach zwei und nach vier Stunden wurden erneut in gleicher Vorgehensweise Proben aus den Rundtränken entnommen. In Versuchsdurchgang V wurden weitere Wasserproben entnommen, so dass hier die Entnahmezeiten bei null, zwei, vier und sechs Stunden nach Reinigung und Neubefüllung lagen.

Bei den Nippeltränken wurde nur eine einmalige Sammelprobe aus jedem Abteil entnommen, da die Nippeltränken nicht gereinigt wurden und somit auch kein Stundenprofil erstellt werden konnte. Auch hier betrug die Menge der gezogenen Probe 20 Milliliter.

Von jeder der entnommenen Sammelprobe wurde eine dezimale Verdünnungsreihe von 10^{-1} bis 10^{-5} angelegt. Dafür wurde ein Milliliter aus der Sammelprobe zu neun Milliliter physiologischer Kochsalzlösung in ein Reagenzglas gegeben. Für die weiteren Verdünnungsstufen wurde wiederum ein Milliliter der vorhergehenden Verdünnungsstufe in die nächst höhere Verdünnung gegeben.

Die Verdünnungen 10^{-1} und 10^{-2} wurden verworfen, von den Verdünnungsstufen 10^{-3} bis 10^{-5} wurden jeweils 100 μl entnommen und auf einen Standard-I-Nährboden mittels Drygalski-Spatel ausgestrichen.

Diese Nährböden wurden anschließend bei 37° Celsius im Brutschrank für 48 Stunden bis zur Auszählung bebrütet. Zum Auszählen der Kolonien mit Hilfe eines Zählstiftes wurden nur Platten verwendet, deren Kolonienzahlen zwischen 10 und 150 lagen.

Die zur Berechnung herangezogenen Platten wurden einzeln mit folgender Formel auf die Gesamtwassermenge hochgerechnet:

$$\text{KbE/ml} = \text{ausgezählte Kolonien} \times 10 \times \text{Verdünnungsstufe}$$

Lag die Anzahl der Kolonien auf mehreren Platten innerhalb einer Verdünnungsreihe zwischen 10 und 150, wurden die einzeln ausgerechneten Konzentrationen in KbE/ml addiert

und durch die Anzahl der einbezogenen Platten dividiert. Dadurch wurde der arithmetische Mittelwert gebildet.

$$\text{Arithmetischer Mittelwert} = \frac{\sum_{kbe/ml}}{n}$$

Σ = Summe der koloniebildenden Einheiten aller zur Berechnung miteinbezogenen Platten

n = Anzahl der zur Berechnung herangezogenen Platten

Nach folgender Abbildung erfolgte die Anfertigung einer dezimalen Verdünnungsreihe mit anschließendem Ausstreichen auf die Platten und Auszählung der gewachsenen Kolonien.

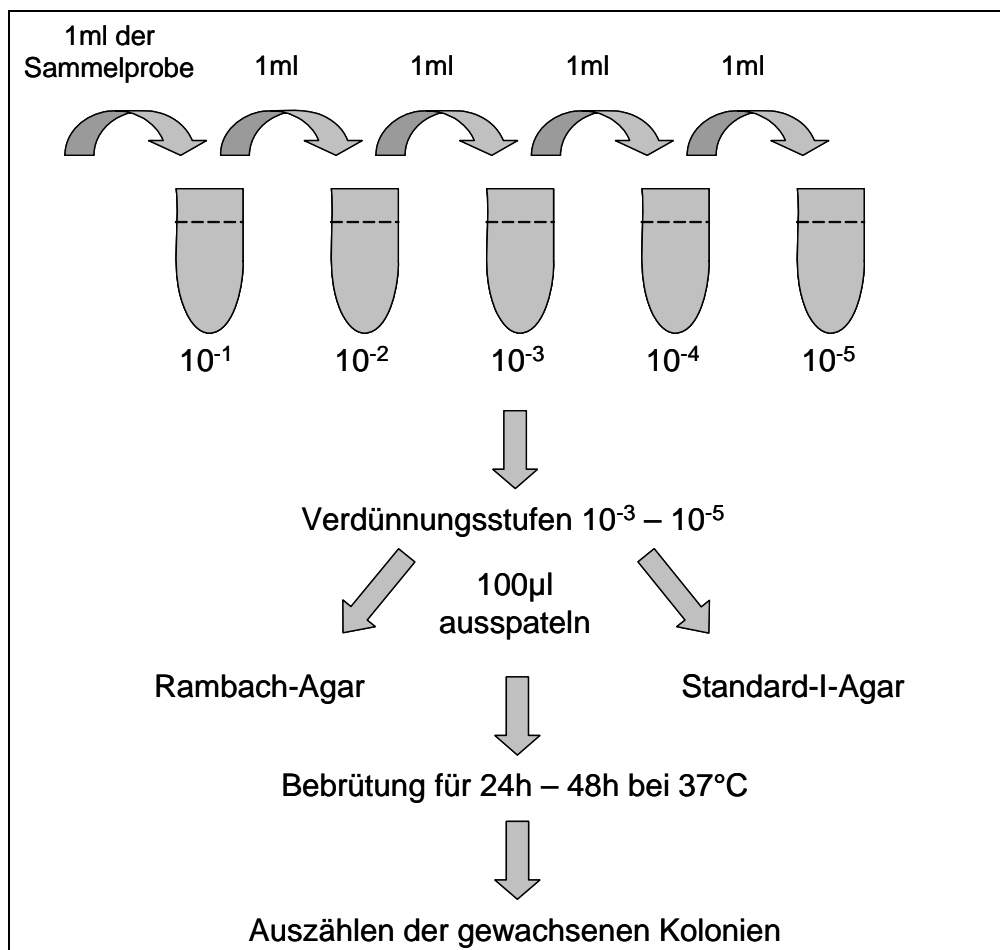


Abbildung 8: Darstellung der einzelnen Arbeitsschritte zur Herstellung einer dezimalen Verdünnungsreihe

3.7.3 Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae

Es wurden wiederum von allen entnommenen Sammelproben dezimale Verdünnungsreihen von 10^{-1} bis 10^{-5} angelegt. Je ein Milliliter aus den Sammelproben wurde zu neun Millilitern physiologischer Kochsalzlösung hinzugegeben. Für die weiteren Verdünnungsstufen wurde jeweils ein Milliliter der vorhergehenden Verdünnungsstufe in neun Milliliter Natriumchloridlösung pipettiert.

Von den Verdünnungsstufen 10^{-3} bis 10^{-5} wurden anschließend 100 μl auf einen Rambach-Agar pipettiert und mit einem Drygalski-Spatel ausgestrichen (siehe Abbildung 8).

Die Nährböden wurden bei 37° Celsius für 48 Stunden in den Brutschrank gestellt und anschließend die darauf gewachsenen Kolonien mit Hilfe eines Zählstiftes ausgezählt. Zur Zählung und Berechnung wurden nur die Platten herangezogen, deren Kolonienzahlen zwischen 10 und 150 lagen. In den Fällen, in denen in einer Verdünnungsreihe nur auf einer Platte Kolonien wuchsen und diese Kolonienzahl nicht zwischen 10 und 150 lag, wurde diese Platte trotzdem zur Berechnung herangezogen. Jede Platte wurde einzeln auf die Gesamtwassermenge hochgerechnet. Die zur Berechnung verwendeten Formeln sind auf den Seiten 36 und 37 aufgeführt.

3.7.4 Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen

Aus den Nippeltränken und Rundtränken wurde pro Abteil jeweils eine 20-ml-Sammelprobe gezogen. Das Wasser aus den Duschen wurden nicht beprobt. Die Proben wurden bis zur Untersuchung im Labor bei ca. 4° Celsius gekühlt.

Von jeder Sammelprobe wurde ein doppelter Ansatz angefertigt. Pro Ansatz wurde von der Sammelprobe je 0,5 ml bzw. 1,0 ml in 5 ml Rappaport-Anreicherungs-Bouillon gegeben und für 18 Stunden bei 37° Celsius im Brutschrank bebrütet.

Nach der Inkubationszeit wurde von jedem Ansatz ein Drei-Ösen-Ausstrich auf einem Rambach-Nährboden und einem Gassner-Nährboden angefertigt. Bei beiden handelt es sich um Selektiv-Nährböden für Salmonellen. Die Platten wurden wieder für 48 Stunden im Brutschrank bei 37° Celsius bebrütet und anschließend auf das Wachstum von verdächtigen Kolonien untersucht.

Salmonellen sind auf den jeweiligen Nährböden sowohl in der Form, als auch in der Farbe ihres Kolonienwachstums optisch zu erkennen. Auf dem Rambach-Agar sind bei

Vorhandensein von Salmonellen rote bis weinrote, kleine und scharf begrenzte Kolonien zu sehen. Auf dem Gassner-Agar dagegen zeigen sich Salmonellen als gelbe Kolonien mit einem gelblichen Hof um die Kolonie herum. Verdächtige Kolonien wurden entnommen, auf einem frischen Rambach-Agar subkultiviert und wiederum für 48 Stunden bei 37° Celsius inkubiert.

Die angefertigte Subkultur wurde auf salmonellenverdächtige Kolonien untersucht. Bei positivem Ergebnis erfolgte zur näheren Differenzierung der Kolonien die Anfertigung eines BBL Enterotube II. Konnte durch den Enterotube der Salmonellenverdacht bestätigt werden, folgte eine weitere Typisierung der Salmonellenspezies per Serodiagnostik mittels omnivalenter und polyvalenter Seren. Dabei wurde eine verdächtige Kolonie auf einen Objektträger gebracht und mittels einer Öse mit einem Tropfen Antiserum verrieben. Im positiven Falle reagierten Salmonellen als Antigen in einer Antigen-Antikörper-Reaktion, die sich auf dem Objektträger als feine Agglutination darstellte.

Die durch dieses Verfahren isolierten Salmonellen wurden in einem speziellen Behältnis, der Microbank (Mast Diagnostica, Deutschland), tiefgefroren.

Abbildung 9 soll die Arbeitsschritte von der Probenentnahme bis zur abschließenden Serotypisierung der Salmonellen verdeutlichen.

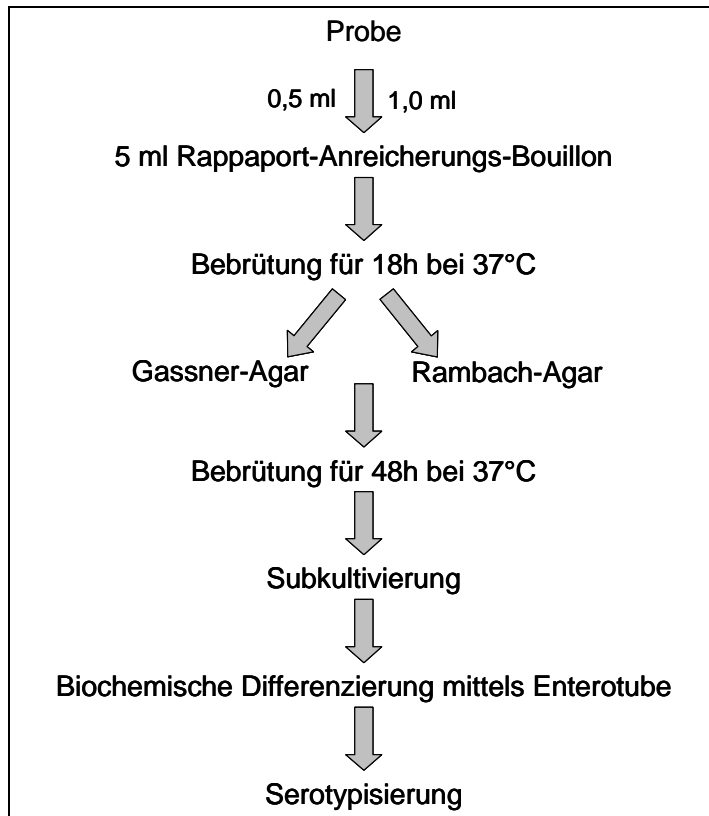


Abbildung 9: Darstellung der einzelnen Arbeitsschritte zur Durchführung einer Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen

3.8 Schadgasmessung

In jedem Mastdurchgang wurden die Ammoniakwerte im Stall zweimal bestimmt, jeweils zu Beginn (28.-29.Tag) und am Ende der Mast (41.-45.Tag, siehe Tabelle 7).

In jedem Abteil wurde in Tierhöhe (ca. in 30 cm Höhe) an acht definierten Stellen mit Hilfe des MiniWarn-Mehrgas-Messgerät (Dräger Sicherheitstechnik GmbH, Lübeck, Deutschland) gemessen und die Werte anschließend notiert.

Die Messpunkte befanden sich, wie aus Abbildung 10 ersichtlich, direkt an den Tränken, am Beginn der Rampen und in der Mitte des Abteils in der Nähe der Futtertröge.

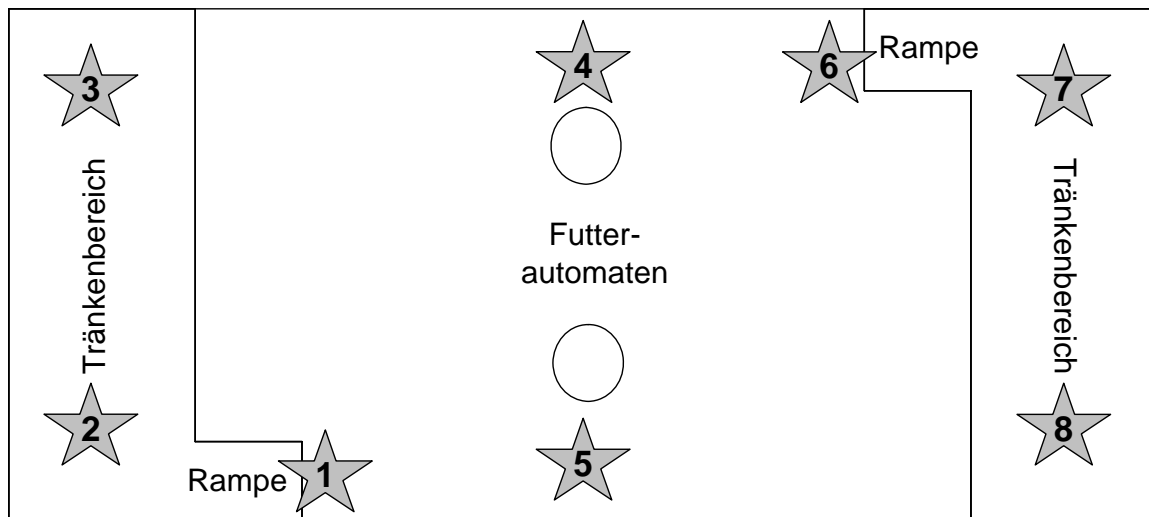


Abbildung 10: Ammoniakmesspunkte in einem Abteil

3.9 Blutuntersuchung

3.9.1 Entnahme und Aufbereitung

Blut wurde in jedem Versuchsdurchgang zweimal entnommen, einmal am Anfang der Mast (28.-30.Tag) und einmal am Ende der Mast (44.-47.Tag) während der Schlachtung. Für die erste Blutentnahme wurden aus den sechs Abteilen jeweils 15 Enten ausgewählt und ca. zwei bis drei Milliliter Blut an der Vena ulnaris genommen. In drei Abteilen waren die Tiere mit farbigen, nummerierten Flügelmarken versehen; bei diesen wurde Farbe und Nummer der Marke bei der Blutentnahme notiert. Bei der Schlachtung wurden von den Enten mit Flügelmarken diejenigen für die zweite Blutentnahme ausgewählt, von denen schon bei der ersten Blutentnahme Blut genommen wurde. In den restlichen drei Abteilen wurden die 15 Tiere zufällig ausgewählt. Beim Schlachten wurde das Blut am Hals direkt aus der Vena jugularis am betäubten Tier entnommen. Verwendet wurden 9-Milliliter-S-Monovetten KE (Sarstedt AG & Co., Nümbrecht, Deutschland). Die EDTA-Beschichtung dieser Monovetten verhinderten ein Gerinnen des Blutes. Das gewonnene Blut wurde sofort gekühlt und am gleichen Tag noch im Labor weiter verarbeitet.

Im Labor wurde das überstehende Plasma nach einer 10-minütigen Zentrifugation bei 2000 g abpipettiert und 1:10 vorverdünnt. Dazu wurden 90 µl PBS vorgelegt und 10 µl Plasma eingespült. Die so verdünnten Proben wurden bis zur ELISA-Messung bei -20° Celsius tiefgefroren.

3.9.2 Bestimmung von Immunglobulin Y (IgY) im Blutplasma

Zum Nachweis des IgY im Entenplasma wurde ein Sandwich-ELISA nach dem von Erhard et al. (1992) beschriebenen Prinzip durchgeführt:

Folgende Puffer und Lösungen wurden verwendet:

PBS:	Phosphatgepufferte Kochsalzlösung pH 7,2 8,00 g Natriumchlorid 1,45 g Di- Natriumhydrogenphosphat- Dihydrat 0,20 g Kaliumhydrogenphosphat 0,20 g Kaliumchlorid ad 1000 ml Aqua bidest. Zur Herstellung von PBS - Tween (pH 7,2) wurden zusätzlich 500 µl Tween 20 zugesetzt
Beschichtungspuffer:	Carbonatpuffer pH 9,6 3,11 g Natriumcarbonat 6,00 g Natriumhydrogencarbonat ad 1000 ml Aqua bidest.
Waschpuffer:	PBS-Tween
Blocking-Lösung:	0,5% Gelatine 0,10 g Gelatine 20 ml PBS

TMB-Puffer: 0,1 mol/Liter Natriumacetat-Citrat-Puffer pH 5,0
8,20 g Natriumacetat
3,15 g Citronensäure
ad 1000 ml Aqua bidest.

TMB-Stammlösung: Tetramethylbenzidin-Lösung
0,06 g Tetramethylbenzidin (Merck, Deutschland)
10,00 ml Dimethylsulfoxid (Firma Merck)

Substratlösung: 332,0 µl TMB-Stammlösung
10,0 ml TMB-Puffer
3,0 µl 30 % H₂O₂

Stopplösung: 1 molare Schwefelsäure
472,0 ml Aqua bidest
28,0 ml 96 % H₂SO₄

(Soweit nicht anders aufgeführt, sind alle weiteren Chemikalien von der Firma Merck, Darmstadt).

Beschichtung:

An eine 96-löchrige Platte aus Polystyrol (Firma Maxisorb, Roskilde, Dänemark) wurde ein monoklonaler Mouse-anti-duck-IgY-L-Kette 14A3 (freundlicherweise zur Verfügung gestellt von der Arbeitsgruppe Prof. Kaspers und Prof. Göbel, Institut für Physiologie, Physiologische Chemie und Tierernährung der Ludwig-Maximilians-Universität München) gebunden. Die Konzentration betrug 62,5 ng Antikörper pro Milliliter Beschichtungspuffer.

Es wurden 100 µl in jede Kavität der Platte pipettiert. Anschließend wurde die Platte bei 4° Celsius über Nacht inkubiert.

Waschvorgang:

Die Platte wurde zweimal in einem mechanischen Wascher (Tecan Deutschland GmbH, Modell: Columbus, Crailsheim) gewaschen und anschließend auf Zellstoff ausgeklopft, um die restliche Flüssigkeit zu entfernen.

Blockierung:

Um freie Bindungsstellen zu besetzen, wurde in jede Kavität 200 µl der Gelatine-Blocking-Lösung pipettiert. Anschließend wurde die Platte für eine Stunde bei 37° Celsius inkubiert.

Waschvorgang:

(siehe oben)

Auftragen des Probenmaterials:

Nach dem Auftauen der 1:10 vorverdünnten Plasmaproben wurden diese mit PBS-Tween auf ein Endverhältnis von 1:20.000 verdünnt. Dazu wurden 2.000 µl PBS-Tween vorgelegt und 1 µl Plasma 1:10 v.v. eingespült. 100 µl des vorverdünnten Probenmaterials wurde in die erste Kavität der jeweils vorgesehenen Spalte aufgetragen. Als Standard wurde in Spalte 6 und 7 Duck-IgY in einer Anfangskonzentration von 0,5 µg/ml (Institut für Physiologie, Physiologische Chemie und Tierernährung der Ludwig-Maximilians-Universität München, Arbeitsgruppe Prof. Kaspers und Prof. Göbel) aufgetragen. Spalte 1 diente als Leerwert und wurde mit 50 µl PBS-Tween pro Kavität gefüllt. Danach wurde in jede Kavität, mit Ausnahme der Kavitäten in Reihe A, 50 µl PBS-Tween vorgelegt. Anschließend wurde in Spalte 2-12 eine zweilogarithmische Verdünnungsreihe von A-H angelegt. Am Ende der Verdünnungsreihe wurden 50 µl verworfen, so dass sich am Ende in jeder Vertiefung 50 µl befanden. Daran schloss sich eine weitere Stunde Inkubation bei 37° Celsius an.

Waschvorgang:

(siehe oben)

Hinzufügen des Konjugates:

100 µl eines an Peroxidase gekoppelten Kaninchen-anti-Ente-IgY (Nordic Immunological Laboratories; Tillburg, Niederlande) wurden in jede Kavität in einer Konzentration von 1:4.000 pipettiert. Es schloss sich eine weitere Stunde Inkubation bei 37° Celsius an.

Waschvorgang:

(siehe oben)

Hinzufügen des Substrates:

Das Substrat wurde kurz vor der Verwendung frisch angesetzt. In jede Kavität wurden 100 µl Substratlösung pipettiert und danach im Dunkeln bei Zimmertemperatur zehn Minuten inkubiert.

Stoppen der Reaktion:

Die Reaktionsvorgänge wurden durch Zugabe von 50 µl einer 1 molaren Schwefelsäure beendet.

Auswertung:

Die photometrische Messung der Platten erfolgte bei einer Wellenlänge von 450 nm im ELISA- Reader (EAR 400 AT, Tecan Deutschland GmbH, Crailsheim). Die Standardkurve wurde mittels des Computerprogramms Microwin (Microtek Laborsysteme GmbH, Deutschland) ermittelt. Der im linearen Bereich der Standardkurve gelegene Mittelwert der Einzelkonzentrationen (3-5) ergab die Endkonzentration der Probe.

3.10 Statistische Verfahren

Über alle metrischen Daten wurde das arithmetische Mittel, das geometrische Mittel, die Standardabweichung, der Standardfehler, sowie das Minimum und das Maximum bestimmt. Bei den Keimzahlen wurde noch zusätzlich der Median bestimmt. Um einen Zusammenhang zwischen zwei Datengruppen festzustellen, wurde der Pearsonsche Korrelationskoeffizient r berechnet. Der Korrelationskoeffizient von Pearson ist ein dimensionsloses Maß für den Grad des linearen Zusammenhangs zwischen zwei intervallskalierten Merkmalen. Unterschiede wurden als signifikant angesehen, wenn die Irrtumswahrscheinlichkeit p die Marke von 5 % unterschritt ($p < 0,05$) und als signifikant hoch, wenn die Irrtumswahrscheinlichkeit die Marke von 1 % unterschritt ($p < 0,01$).

Die Signifikanzprüfung für metrische Daten in Bezug auf eine Gruppe wurde mit Hilfe des t -Tests durchgeführt. Auch hier galten Unterschiede als signifikant, wenn die Irrtumswahrscheinlichkeit $p < 0,05$ war und als hochsignifikant, wenn $p < 0,01$ war.

4 ERGEBNISSE

Insgesamt wurden in vorliegender Studie fünf Versuchsdurchgänge durchgeführt. In den Versuchsdurchgängen I, II und V waren die Pekingtonen in sechs Abteilen zu je 192 Tieren pro Abteil untergebracht; im dritten und vierten Versuchsdurchgang waren pro Abteil 226 Tiere eingestallt.

Es wurden Nippeltränken und modifizierte Rundtränken als Tränkevarianten verwendet. Der Einsatz von modifizierten Rundtränken bei Pekingtonen hatte sich bereits in den vorhergehenden Untersuchungen von Manz (2005) und Remy (2005) bewährt.

Um die Ergebnisse dieser vorausgehenden Untersuchungen bezüglich Wasserverbrauch und Tränkewasserhygiene zu optimieren, wurde die Anzahl der Rundtränken ebenso variiert wie auch ihre zeitliche Verfügbarkeit.

Neben den oben genannten Tränkesystemen wurde in Versuchsdurchgang I und IV in jeweils drei Abteilen Duschen für die Enten eingebaut. Hier wurde versucht, mittels Lichtschranken an den Duschen in Versuchsdurchgang I bzw. durch eine Intervallschaltung der Duschen in Versuchsdurchgang IV eine Reduzierung des Wasserverbrauchs zu erreichen.

4.1 Bestimmung der Gesamtkeimzahl im Tränkewasser

Die Tränkewasserproben wurden in jedem Versuchsdurchgang zu Beginn und am Ende der Mast genommen. Die erste Probenentnahme an den Rundtränken erfolgte kurz nach dem Befüllen mit frischem Wasser. Danach folgten weitere Entnahmen jeweils zwei und vier Stunden später bzw. in Versuchsdurchgang V noch zusätzlich sechs Stunden später.

An den Nippeltränken wurde pro Abteil jeweils eine Sammelprobe entnommen; es wurde Tränkewasser aus den Auffangschalen und aus den Metallnippeln gezogen. Da die Tränken während eines Versuchsdurchganges nicht gereinigt wurden, fanden keine mehrmaligen Entnahmen statt. Das Wasser aus den Duschen wurde nicht beprobt. Die ermittelten Gesamtkeimzahlen werden im Weiteren in den Tabellen 8-12 für jeden Versuchsdurchgang einzeln aufgeführt. Die detaillierten Ergebnisse der Auswertungen sind im tabellarischen Anhang zusammengefasst.

Zu Mastbeginn wurde in Versuchsdurchgang I noch (bezugnehmend auf Untersuchungen von Manz (2005)) aus den Rundtränken 72 h-Tränkewasserproben entnommen; die Gesamtkeimzahlen dieser Proben lagen jedoch mit 36.000.000 KbE/ml in einer Probe relativ hoch, so dass ab diesem Zeitpunkt das komplette Wasser aus den Tränken nach den vier- bzw. sechsständigen Zugangszeiten entleert wurde. Die Entnahmezeiten für die Tränkewasserproben an den Rundtränken wurden für die folgenden drei Versuchsdurchgänge auf null, zwei und vier Stunden nach Reinigung und Befüllung dieser festgelegt. In Versuchsdurchgang V wurde noch zusätzlich Proben nach sechs Stunden gezogen.

Versuchsdurchgang I:

In Versuchsdurchgang I waren zusätzlich zu den Nippeltränken drei Abteile mit Duschen und drei Abteile mit Rundtränken ausgestattet. Um sicher zugehen, dass die im Stall ankommende Wasserleitung frei von Keimen ist, wurde in diesem Versuchsdurchgang eine zu den Tränkesystemen führende Wasserleitung und ein dazugehöriger Wassertank beprobt. Die hier festgestellten Werte beliefen sich minimal auf 0 KbE/ml und maximal auf 1.000 KbE/ml zu Mastanfang am untersuchten Wassertank.

Die an den Tränken gemessenen Werte lagen am Anfang der Mast bei minimal 10.000 KbE/ml an einer Rundtränke und maximal bei 36.000.000 KbE/ml an einer Rundtränke (72 h-Tränkewasserprobe). Am Ende der Mast wurde der geringste Keimgehalt mit 215.000 KbE/ml an einer Rundtränke festgestellt, der höchste Gehalt an Gesamtkeimen lag bei einer Nippeltränke mit 7.400.000 KbE/ml. Das Wasser aus den Duschen wurde nicht beprobt.

Die einzelnen Gesamtkeimzahlen sind in Tabelle 8 zusammengefasst.

Tabelle 8: Gesamtkeimzahlen (in KbE/ml), die in Versuchsdurchgang I in den verschiedenen Tränkevarianten festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Ni (24 h)	2		980.000	4.000.000
Ni (24 h)	4		1.745.000	990.000
Ni (24 h)	6		5.400.000	7.400.000
Rd (3, 4 h)	1	72 h *	36.000.000	n.g.
Rd (3, 4 h)	3	72 h *	3.300.000	n.g.
Rd (3, 4 h)	5	72 h *	14.900.000	n.g.
Rd (3, 4 h)	1	0 h	10.000	220.000
Rd (3, 4 h)	3	0 h	5.200.000	410.000
Rd (3, 4 h)	5	0 h	1.400.000	2.400.000
Rd (3, 4h)	1	2 h	n.g.	675.000
Rd 3, 4 h)	3	2 h	n.g.	930.000
Rd (3, 4 h)	5	2 h	n.g.	3.400.000
Rd (3, 4 h)	1	4 h	200.000	2.700.000
Rd (3, 4 h)	3	4 h	100.000	215.000
Rd (3, 4 h)	5	4 h	230.000	225.000
Wassertank			1.000	0
Wasserleitung			0	0
Außenabteil				
Außenabteil stand in Versuchsdurchgang I nicht zur Verfügung				

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

n.g. = Probe wurde nicht gezogen

* = vor dem Entleeren der Rundtränken (das Wasser wurde hier 72 h nicht erneuert)

Versuchsdurchgang II:

Hier waren die Rundtränken im überdachten Außenbereich angebracht, im Stall standen den Enten Nippeltränken zur Verfügung. Es wurden zu Mastbeginn minimal 70.000 KbE/ml an Gesamtkeimen an einer Rundtränke (0 h-Probe) ermittelt und maximal 109.000.000 KbE/ml an einer Nippeltränke. Zu Mastende lag der geringste Gesamtkeimgehalt bei 0 KbE/ml an einer Rundtränke (0 h-Probe) und der höchste Keimgehalt bei 4.900.000 KbE/ml wiederum an einer Nippeltränke. Die einzelnen Gesamtkeimzahlen sind in Tabelle 9 zusammengefasst.

Tabelle 9: Gesamtkeimzahlen (in KbE/ml), die in Versuchsdurchgang II in den verschiedenen Tränkevarianten festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Ni (24 h)	1		109.000.000	2.800.000
Ni (24 h)	2		2.700.000	4.900.000
Ni (24 h)	3		340.000	540.000
Ni (24 h)	4		330.000	845.000
Ni (24 h)	5		615.000	180.000
Ni (24 h)	6		1.345.000	505.000
Median			980.000	692.500
Außenabteil				
Rd (2, 6 h)	1	0 h	450.000	140.000
Rd (2, 4 h)	2	0 h	70.000	n.b.
Rd (3, 4 h)	3	0 h	190.000	100.000
Rd (2, 6 h)	4	0 h	410.000	1.000.000
Rd (2, 4 h)	5	0 h	420.000	20.000
Rd (3, 4 h)	6	0 h	570.000	20.000
Median			415.000	100.000
Rd (2, 6 h)	1	2 h	1.000.000	970.000
Rd (2, 4 h)	2	2 h	1.400.000	345.000
Rd (3, 4 h)	3	2 h	800.000	2.200.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	1.000.000	600.000
Rd (2, 4 h)	5	2 h	4.500.000	300.000
Rd (3, 4 h)	6	2 h	3.800.000	705.000
Median			1.200.000	652.500
Rd (2, 6 h)	1	4 h	2.400.000	275.000
Rd (2, 4 h)	2	4 h	2.700.000	815.000
Rd (3, 4 h)	3	4 h	6.100.000	405.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	6.700.000	550.000
Rd (2, 4 h)	5	4 h	1.800.000	580.000
Rd (3, 4 h)	6	4 h	400.000	2.600.000
Median			2.550.000	565.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

n.b. = nicht berechenbar

Versuchsdurchgang III:

In Versuchsdurchgang III gab es in den Abteilen 1 und 2 sowohl innen wie auch außen nur Nippeltränken, alle übrigen Abteile hatten im Außenbereich Rundtränken, im Stall hingegen Nippeltränken.

Tabelle 10: Gesamtkeimzahlen (in KbE/ml), die in Versuchsdurchgang III in den verschiedenen Tränkevarianten festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Ni (24 h)	1		700.000	170.000
Ni (24 h)	2		700.000	1.500.000
Ni (24 h)	3		430.000	1.240.000
Ni (24 h)	4		80.000	n.b.
Ni (24 h)	5		320.000	n.b.
Ni (24 h)	6		805.000	40.000
Median			565.000	705.000
Außenabteil				
Ni (24 h)	1		250.000	130.000
Ni (24 h)	2		65.000	460.000
Rd (2, 4 h)	3	0 h	700.000	80.000
Rd (2, 4 h)	4	0 h	180.000	10.000
Rd (2, 6 h)	5	0 h	20.000	2.000.000
Rd (2, 6 h)	6	0 h	845.000	65.000
Median			440.000	72.500
Rd (2, 4 h)	3	2 h	3.000.000	7.000.000
Rd (2, 4 h)	4	2 h	3.750.000	2.100.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	7.650.000	1.180.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	3.700.000	1.000.000
Median			3.725.000	1.640.000
Rd (2, 4 h)	3	4 h	4.800.000	1.700.000
Rd (2, 4 h)	4	4 h	16.000.000	795.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	1.900.000	1.900.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	200.000	400.000
Median			3.350.000	1.247.500

Ni = Nippeltränke
Rd = Rundtränke
n.b. = nicht berechenbar

Die Gesamtkeimzahlen beliefen sich zu Mastbeginn auf minimal 20.000 KbE/ml an einer Rundtränke (0 h-Probe) und maximal auf 16.000.000 KbE/ml ebenfalls an einer Rundtränke (4 h-Probe). Zu Mastende wurden diesmal in drei Abteilen (Abteile 4, 5, 6) die Tränkwasserproben an den Nippeltränken direkt aus den Metallröhrchen entnommen; hier lagen die Gesamtkeimzahlen minimal bei 0 KbE/ml an zwei Nippeltränken und maximal bei 40.000 KbE/ml an der dritten. Der maximale Gesamtkeimgehalt zu Mastende lag bei 7.00.000 KbE/ml an einer Rundtränke (2 h-Probe). In Tabelle 10 sind die ermittelten Gesamtkeimzahlen des Versuchsdurchganges III zusammengefasst.

Versuchsdurchgang IV:

In allen sechs Außenabteilen waren Nippeltränken eingebaut, im Stall waren Abteil 1 und 5 mit jeweils zwei Rundtränken für vier Stunden, Abteil 2 und 4 mit je einer Dusche für vier Stunden und Abteil 3 und 6 nur mit Nippeltränken ausgestattet.

Tabelle 11: Gesamtkeimzahlen (in KbE/ml), die in Versuchsdurchgang IV in den verschiedenen Tränkevarianten festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Rd (2, 4h)	1	0 h	7.000.000	n.b.
Rd (2, 4h)	5	0 h	70.000	n.b.
Rd (2, 4h)	1	2 h	2.600.000	600.000
Rd (2, 4h)	5	2 h	1.100.000	500.000
Rd (2, 4h)	1	4 h	1.400.000	4.500.000
Rd (2, 4h)	5	4 h	1.200.000	1.100.000
Außenabteil				
Ni (24 h)	1		130.000	260.000
Ni (24 h)	2		90.000	260.000
Ni (24 h)	3		1.250.000	n.b.
Ni (24 h)	4		200.000	160.000
Ni (24 h)	5		270.000	210.000
Ni (24 h)	6		90.000	740.000
Median			165.000	260.000

Ni = Nippeltränke
Rd = Rundtränke
n.b. = nicht berechenbar

Es wurden in diesem Versuchsdurchgang zu Mastbeginn minimal 70.000 KbE/ml an Gesamtkeimen an einer Rundtränke (0 h-Probe) ermittelt und maximal 2.600.000 KbE/ml ebenfalls an einer Rundtränke (2 h-Probe). Zu Mastende lag der geringste Gesamtkeimgehalt bei 0 KbE/ml sowohl an einer Nippeltränke als auch an zwei Rundtränken (0 h-Probe). Der höchste Keimgehalt lag bei 4.500.000 KbE/ml an einer Rundtränke (4 h-Probe). Das Wasser aus den Duschen wurde nicht beprobt. Die einzelnen Gesamtkeimzahlen aus diesem Versuchsdurchgang sind in Tabelle 11 zusammengefasst.

Versuchsdurchgang V:

In Versuchsdurchgang V war der Versuchsaufbau in allen Abteilen mit jeweils zwei Rundtränken pro Abteil identisch. Als Alternative Tränkevariante standen den Enten Nippeltränken zur freien Verfügung. Zu Mastbeginn fanden sich minimal 0 KbE/ml an einer Nippeltränke und maximal 68.000.000 KbE/ml an einer Rundtränke (6 h-Probe). Zu Mastende lag der geringste Keimgehalt bei 90.000 KbE/ml an einer Nippeltränke, der höchste Keimgehalt konnte wiederum an einer Rundtränke (6 h-Probe) festgestellt werden. Tabelle 12 zeigt die detaillierten Gesamtkeimzahlen in KbE/ml, die in den verschiedenen Tränkewasserproben festgestellt wurden.

Tabelle 12: Gesamtkeimzahlen (in KbE/ml), die in Versuchsdurchgang V in den verschiedenen Tränkevarianten festgestellt wurden.

Tränkevariante (Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Ni (24 h)	1		230.000	90.000
Ni (24 h)	2		6.400.000	600.000
Ni (24 h)	3		700.000	100.000
Ni (24 h)	4		700.000	300.000
Ni (24 h)	5		120.000	2.000.000
Ni (24 h)	6		n.b.	410.000
Median			700.000	355.000
Rd (2, 6 h)	1	0 h	2.850.000	110.000
Rd (2, 6 h)	2	0 h	205.000	9.000.000
Rd (2, 6 h)	3	0 h	2.050.000	600.000
Rd (2, 6 h)	4	0 h	595.000	185.000
Rd (2, 6 h)	5	0 h	260.000	190.000
Rd (2, 6 h)	6	0 h	40.000	455.000
Median			427.500	322.500
Rd (2, 6 h)	1	2 h	1.000.000	2.500.000
Rd (2, 6 h)	2	2 h	8.000.000	3.050.000
Rd (2, 6 h)	3	2 h	4.000.000	12.000.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	1.000.000	3.100.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	10.000.000	3.000.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	4.000.000	4.000.000
Median			4.000.000	3.075.000
Rd (2, 6 h)	1	4 h	4.200.000	2.500.000
Rd (2, 6 h)	2	4 h	4.000.000	3.000.000
Rd (2, 6 h)	3	4 h	4.000.000	6.000.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	11.100.000	2.000.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	15.750.000	4.000.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	4.000.000	1.000.000
Median			4.100.000	2.750.000
Rd (2, 6 h)	1	6 h	24.000.000	600.000
Rd (2, 6 h)	2	6 h	30.000.000	2.000.000
Rd (2, 6 h)	3	6 h	5.000.000	4.000.000
Rd (2, 6 h)	4	6 h	7.000.000	2.600.000
Rd (2, 6 h)	5	6 h	9.600.000	2.800.000
Rd (2, 6 h)	6	6 h	68.000.000	34.000.000
Median			16.800.000	2.700.000
Außenabteil				
Außenabteil stand in Versuchsdurchgang V nicht zur Verfügung				

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

n.b. = nicht berechenbar

Die Abbildungen 11 und 12 zeigen eine zusammenfassende Darstellung der ermittelten Gesamtkeimzahlen aus den Tränken der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastbeginn und zu Mastende. In den Tabellen 13 und 14 sind die dazugehörigen detaillierten Daten zu diesen Abbildungen aufgeführt.

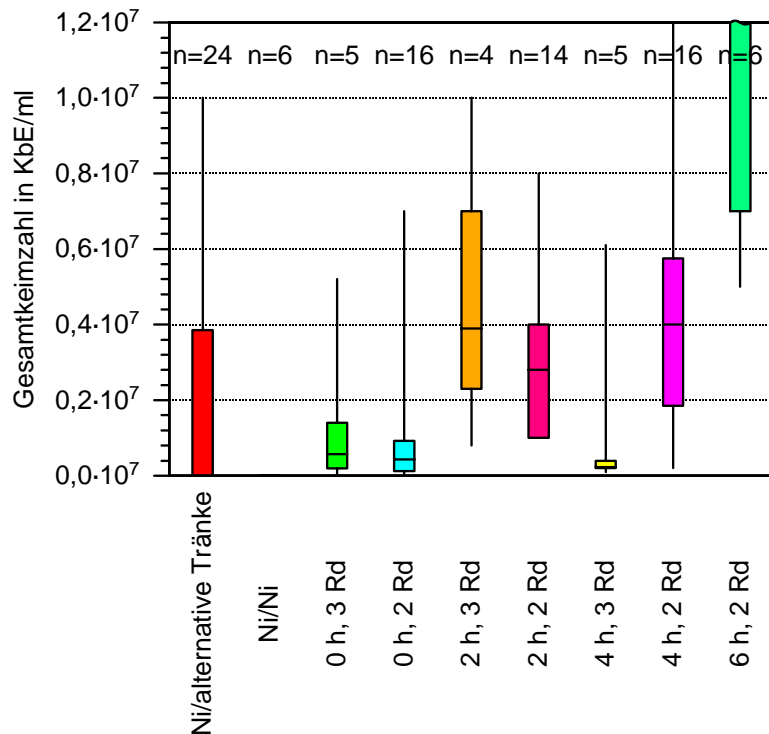


Abbildung 11: Zusammenfassende Darstellung der ermittelten Gesamtkeimzahlen aus den Tränken der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastbeginn, aufgeteilt nach den Entnahmezeiten der Proben. n steht für die Anzahl der entnommenen Tränkekwasserproben.

Tabelle 13: Detaillierte Ergebnisse zu Abbildung 11

Legende	Median	Unteres Quartil	Oberes Quartil
Ni/alternative Tränkevariante	477.5	90	3.85×10^6
Ni/Ni	250	77.5	700
0 h, 3 Rd	570000	100000	3.3×10^6
0 h, 2 Rd	435000	125000	922500
2 h, 3 Rd	3.9×10^6	2.3×10^6	7×10^6
2 h, 2 Rd	2.8×10^6	1000000	4.25×10^6
4 h, 3 Rd	230000	150000	3.25×10^6
4 h, 2 Rd	4×10^6	1.85×10^6	5.75×10^6
6 h, 2 Rd	1.68×10^7	6×10^6	4.9×10^7

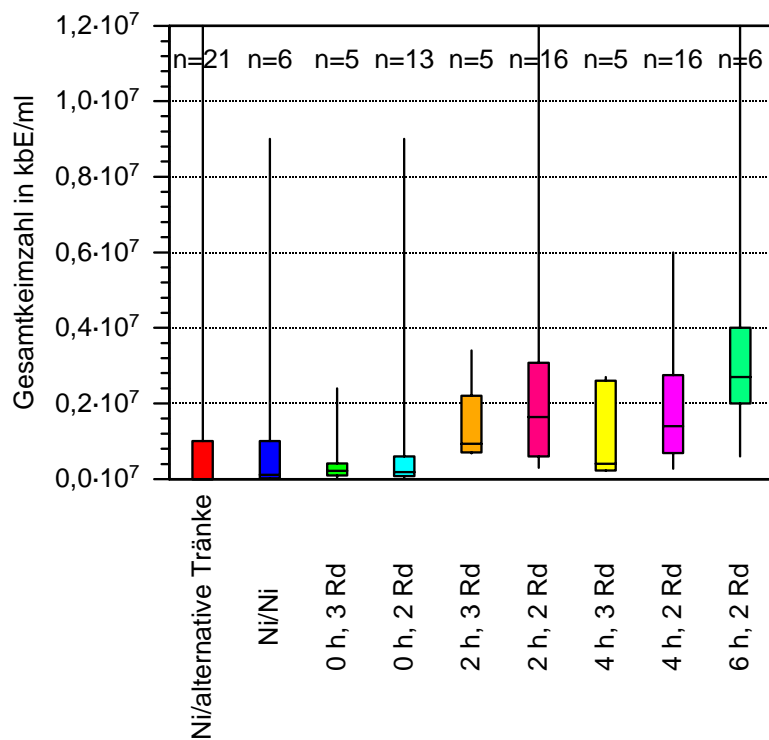


Abbildung 12: Zusammenfassende Darstellung der ermittelten Gesamtkeimzahlen aus den Tränken der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastende, aufgeteilt nach den Entnahmezeiten der Proben. n steht für die Anzahl der entnommenen Tränkewasserproben.

Tabelle 14: Detaillierte Ergebnisse zu Abbildung 12

Legende	Median	Unteres Quartil	Oberes Quartil
Ni/alternative Tränkevariante	845	6.15	1.09 x 10 ⁶
Ni/Ni	110000	15000	5 x 10 ⁶
0 h, 3 Rd	220000	60000	1.4 x 10 ⁶
0 h, 2 Rd	185000	72500	800000
2 h, 3 Rd	930000	690000	2.8 x 10 ⁶
2 h, 2 Rd	1.64 x 10 ⁶	600000	3.07 x 10 ⁶
4 h, 3 Rd	405000	220000	2.65 x 10 ⁶
4 h, 2 Rd	1.4 x 10 ⁶	687500	2.75 x 10 ⁶
6 h, 2 Rd	2.7 x 10 ⁶	1.3 x 10 ⁶	1.9 x 10 ⁷

4.2 Untersuchung des Tränkwassers auf Enterobacteriaceae

Von jeder 20 ml- Sammelprobe wurde eine dezimale Verdünnungsreihe angelegt. Von den Verdünnungsstufen 10^{-3} bis 10^{-5} wurden jeweils 100 μl auf einen Rambach-Agar ausgestrichen und für mindestens 24 Stunden bei 37° Celsius bebrütet. Auf vielen Nährböden konnte kein Wachstum von Enterobacteriaceae festgestellt werden. Die genauen Ergebnisse dieser Untersuchung sind den Tabellen 15 – 19 zu entnehmen.

Versuchsdurchgang I:

In Versuchsdurchgang I waren drei Abteile mit Duschen und drei Abteile mit Rundtränken ausgestattet. Zusätzlich waren in jedem Abteil Nippeltränken eingebaut. Zu Mastbeginn konnten in einer Nippeltränke, zwei Rundtränken (4 h-Proben), in der Wasserleitung und im Wassertank keinerlei Enterobacteriaceae gefunden werden. Der höchste Gehalt an Enterobacteriaceae dagegen ließ sich mit 1.500.000 KbE/ml in einer Rundtränke (72 h-Probe) feststellen. Zu Mastende wurden nur in den drei beprobten Nippeltränken Enterobacteriaceae nachgewiesen. Die Werte hier bewegten sich zwischen 20.000 KbE/ml und 40.000 KbE/ml. Das Wasser aus den Dusche wurde nicht beprobt. In Tabelle 15 sind die detaillierten Enterobacteriaceae-Gehalte der verschiedenen Proben aus diesem Versuchsdurchgang aufgelistet.

Tabelle 15: Detaillierte Enterobacteriaceae- Gehalte (in KbE/ml), die in Versuchsdurchgang I jeweils gegen Mastbeginn und Mastende in den Proben der einzelnen Tränkesystemen festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Ni (24 h)	2		10.000	30.000
Ni (24 h)	4		0	40.000
Ni (24 h)	6		20.000	20.000
Rd (3, 4 h)	1	72 h	1.500.000	n.g.
Rd (3, 4 h)	3	72 h	700.000	n.g.
Rd (3, 4 h)	5	72 h	40.000	n.g.
Rd (3, 4 h)	1	0 h	0	0
Rd (3, 4 h)	3	0 h	10.000	0
Rd (3, 4 h)	5	0 h	225.000	0
Rd (3, 4 h)	1	2 h	n.g.	0
Rd (3, 4 h)	3	2 h	n.g.	0
Rd (3, 4 h)	5	2 h	n.g.	0
Rd (3, 4 h)	1	4 h	0	0
Rd (3, 4 h)	3	4 h	40.000	0
Rd (3, 4 h)	5	4 h	0	0
Wassertank			0	0
Wasserleitung			0	0
Außenabteil				
Außenabteil stand in Versuchsdurchgang I nicht zur Verfügung				

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

n.g. = Probe wurde nicht gezogen

Versuchsdurchgang II:

In Versuchsdurchgang II waren die Rundtränken im überdachten Außenbereich angebracht, im Stall standen den Enten Nippeltränken zur Verfügung. Zu Mastbeginn wurden Enterobacteriaceae lediglich an drei Nippeltränken gefunden. In allen sonstigen Proben wurde keinerlei Enterobacteriaceae festgestellt. Zu Mastende ließen sich Enterobacteriaceae nur in einer Nippeltränke und einer Rundtränke (4 h-Probe) nachweisen. Tabelle 16 sind die einzelnen Enterobacteriaceae-Gehalte der Proben aus diesem Versuchsdurchgang zu entnehmen.

Tabelle 16: Detaillierte Enterobacteriaceae- Gehalte (in KbE/ml), die in Versuchsdurchgang II jeweils gegen Mastbeginn und Mastende in den Proben der einzelnen Tränkesystemen festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Ni (24 h)	1		6.600.000	50.000
Ni (24 h)	2		50.000	0
Ni (24 h)	3		0	0
Ni (24 h)	4		0	0
Ni (24 h)	5		0	0
Ni (24 h)	6		10.000	0
Median			5.000	0
Außenabteil				
Rd (2, 6 h)	1	0 h	0	0
Rd (2, 4 h)	2	0 h	0	0
Rd (3, 4 h)	3	0 h	0	0
Rd (2, 6 h)	4	0 h	0	0
Rd (2, 4 h)	5	0 h	0	0
Rd (3, 4 h)	6	0 h	0	0
Rd (2, 6 h)	1	2 h	0	0
Rd (2, 4 h)	2	2 h	0	0
Rd (3, 4 h)	3	2 h	0	0
Rd (2, 6 h)	4	2 h	0	0
Rd (2, 4 h)	5	2 h	0	0
Rd (3, 4 h)	6	2 h	0	0
Rd (2, 6 h)	1	4 h	0	0
Rd (2, 4 h)	2	4 h	0	0
Rd (3, 4 h)	3	4 h	0	0
Rd (2, 6 h)	4	4 h	0	0
Rd (2, 4 h)	5	4 h	0	10.000
Rd (3, 4 h)	6	4 h	0	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Versuchsdurchgang III:

In Versuchsdurchgang III gab es in den Abteilen 1 und 2 sowohl innen wie auch außen nur Nippeltränken, alle übrigen Abteile hatten im Außenbereich Rundtränken, im Stall hingegen Nippeltränken. Zu Mastbeginn konnten nur an mehreren Rundtränken Enterobacteriaceae nachgewiesen werden. Die Werte bewegten sich hier zwischen minimal 10.000 KbE/ml an zwei Rundtränken (0 h-Probe und 4 h-Probe) und maximal 70.000 KbE/ml an einer Rundtränke (4 h-Probe).

Tabelle 17: Detaillierte Enterobacteriaceae- Gehalte (in KbE/ ml), die in Versuchsdurchgang III jeweils gegen Mastbeginn und Mastende in den Proben der einzelnen Tränkesystemen festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Ni (24 h)	1		0	0
Ni (24 h)	2		0	0
Ni (24 h)	3		0	0
Ni (24 h)	4		0	0
Ni (24 h)	5		0	0
Ni (24 h)	6		0	0
Außenabteil				
Ni (24 h)	1		0	0
Ni (24 h)	2		0	0
Rd (2, 4 h)	3	0 h	0	0
Rd (2, 4 h)	4	0 h	0	0
Rd (2, 6 h)	5	0 h	0	0
Rd (2, 6 h)	6	0 h	10.000	0
Rd (2, 4 h)	3	2 h	0	0
Rd (2, 4 h)	4	2 h	0	0
Rd (2, 6 h)	5	2 h	0	0
Rd (2, 6 h)	6	2 h	40.000	0
Rd (2, 4 h)	3	4 h	70.000	0
Rd (2, 4 h)	4	4 h	10.000	0
Rd (2, 6 h)	5	4 h	0	0
Rd (2, 6 h)	6	4 h	0	0

Ni = Nippeltränke
Rd = Rundtränke

In den Abteilen 1, 2 und 3 wurden am Mastende die Tränkewasserproben an den Nippeltränken direkt aus den Metallröhrchen gezogen. Tabelle 17 sind die einzelnen Enterobacteriaceae-Gehalte der Proben aus diesem Versuchsdurchgang zu entnehmen.

Versuchsdurchgang IV:

In allen sechs Außenabteilen waren Nippeltränken eingebaut, im Stall waren Abteil 1 und 5 mit Rundtränken, Abteil 2 und 4 mit Duschen und Abteil 3 und 6 mit Nippeltränken ausgestattet. In diesem Versuchsdurchgang konnte an einer Rundtränke (0 h-Probe) ein Enterobacteriaceae-Gehalt von 270.000 KbE/ml festgestellt werden. In den weiteren Proben konnten keine Enterobacteriaceae nachgewiesen werden. Das Wasser aus den Duschen wurde nicht untersucht. In Tabelle 18 sind die einzelnen Enterobacteriaceae- Gehalte der Proben aus diesem Versuchsdurchgang ersichtlich.

Tabelle 18: Detaillierte Enterobacteriaceae- Gehalte (in KbE/ ml), die in Versuchsdurchgang IV jeweils gegen Mastbeginn und Mastende in den Proben der einzelnen Tränkesystemen festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Rd (2, 4 h)	1	0 h	270.000	0
Rd (2, 4 h)	5	0 h	0	0
Rd (2, 4 h)	1	2 h	0	0
Rd (2, 4 h)	5	2 h	0	0
Rd (2, 4 h)	1	4 h	0	0
Rd (2, 4 h)	5	4 h	0	0
Außenabteil				
Ni (24 h)	1		0	0
Ni (24 h)	2		0	0
Ni (24 h)	3		0	0
Ni (24 h)	4		0	0
Ni (24 h)	5		0	0
Ni (24 h)	6		0	0

Ni = Nippeltränke
Rd = Rundtränke

Versuchsdurchgang V:

Der Außenbereich stand den Enten hier nicht mehr zur Verfügung. Im Stall gab es in jedem Abteil Nippeltränken und jeweils zwei Rundtränken, die für sechs Stunden zugänglich waren.

Tabelle 19: Detaillierte Enterobacteriaceae- Gehalte (in KbE/ ml), die in Versuchsdurchgang IV jeweils gegen Mastbeginn und Mastende in den Proben der einzelnen Tränkesystemen festgestellt wurden

Tränkevariante (Stückzahl,Zugangszeit)	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn (KbE/ml)	Mastende (KbE/ml)
Stall				
Ni (24 h)	1		0	0
Ni (24 h)	2		0	0
Ni (24 h)	3		0	0
Ni (24 h)	4		10.000	0
Ni (24 h)	5		0	0
Ni (24 h)	6		0	0
Median			0	0
Rd (2, 6 h)	1	0 h	0	0
Rd (2, 6 h)	2	0 h	0	0
Rd (2, 6 h)	3	0 h	20.000	0
Rd (2, 6 h)	4	0 h	0	0
Rd (2, 6 h)	5	0 h	0	0
Rd (2, 6 h)	6	0 h	0	0
Median			0	0
Rd (2, 6 h)	1	2 h	10.000	0
Rd (2, 6 h)	2	2 h	115.000	40.000
Rd (2, 6 h)	3	2 h	30.000	10.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	100.000	100.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	120.000	50.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	50.000	30.000
Median			75.000	35.000
Rd (2, 6 h)	1	4 h	75.000	20.000
Rd (2, 6 h)	2	4 h	110.000	80.000
Rd (2, 6 h)	3	4 h	20.000	90.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	30.000	10.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	10.000	120.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	20.000	10.000
Median			25.000	50.000
Rd (2, 6 h)	1	6 h	140.000	40.000
Rd (2, 6 h)	2	6 h	220.000	40.000
Rd (2, 6 h)	3	6 h	40.000	30.000
Rd (2, 6 h)	4	6 h	50.000	60.000
Rd (2, 6 h)	5	6 h	20.000	30.000
Rd (2, 6 h)	6	6 h	60.000	20.000
Median			55.000	35.000
Außenabteil				
Außenabteil stand in Versuchsdurchgang V nicht zur Verfügung				

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Zu Mastbeginn lagen in diesem Versuchsdurchgang die geringsten Enterobacteriaceae-Gehalte bei 0 KbE/ml sowohl an einigen Nippeltränken als auch an einigen Rundtränken (0 h-Probe). Der höchste Wert dagegen lag an einer Rundtränke (6 h-Probe). Am Ende der Mast beliefen sich die gemessenen Werte auf minimal 0 KbE/ml an Nippel und maximal auf 120.000 KbE/ml an einer Rundtränke (4 h-Probe). Tabelle 19 sind die einzelnen Enterobacteriaceae- Gehalte der Proben aus diesem Versuchsdurchgang zu entnehmen.

Abbildung 13: Zusammenfassende Darstellung der ermittelten Enterobacteriaceae-Gehalte aus den Tränken der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastbeginn, aufgeteilt nach den Entnahmezeiten der Proben. n steht für die Anzahl der entnommenen Tränkewasserproben.

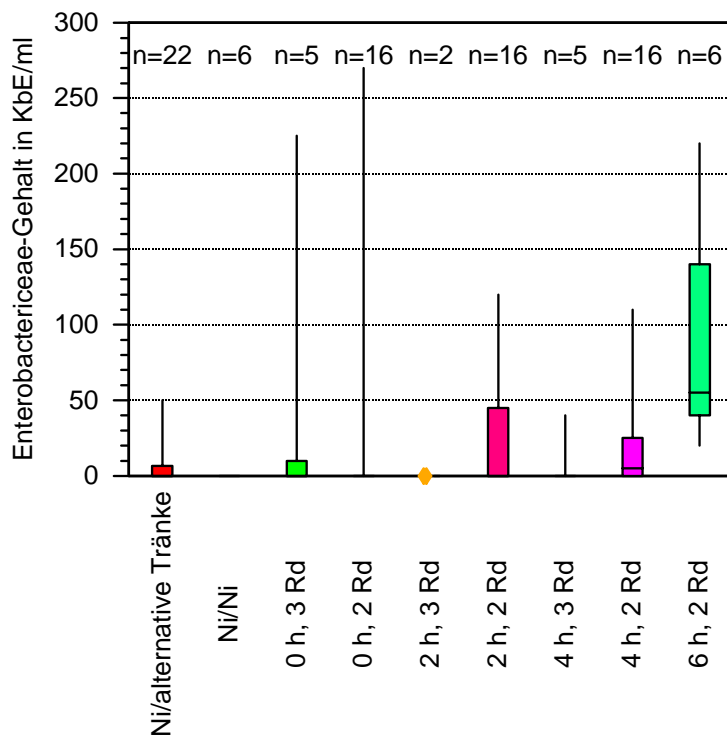


Tabelle 20: Detaillierte Ergebnisse zu Abbildung 13

Legende	Median	Unteres Quartil	Oberes Quartil
Ni/alternative Tränkevariante	0	0	8.3
Ni/Ni	0	0	0
0 h, 3 Rd	0	0	117.5
0 h, 2 Rd	0	0	0
2 h, 3 Rd	n.b.	n.b.	n.b.
2 h, 2 Rd	0	0	45
4 h, 3 Rd	0	0	20
4 h, 2 Rd	5	0	25
6 h, 2 Rd	55	30	180

n.b. = nicht berechenbar

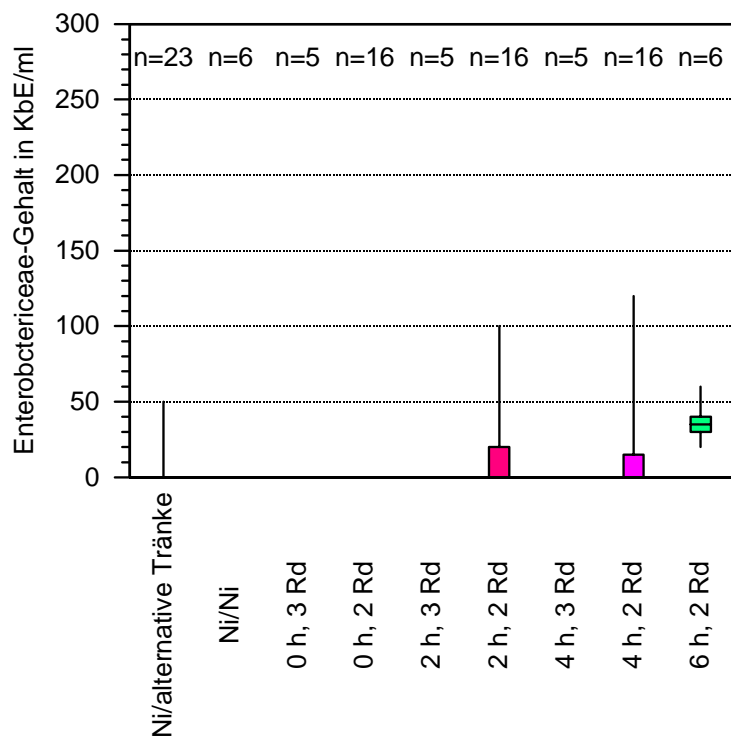


Abbildung 14: Zusammenfassende Darstellung der ermittelten Enterobacteriaceae-Gehalte aus den Tränken der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastende, aufgeteilt nach den Entnahmezeiten der Proben. n steht für die Anzahl der entnommenen Tränkewasserproben.

Tabelle 21: Detaillierte Ergebnisse zu Abbildung 14

Legende	Median	Unteres Quartil	Oberes Quartil
Ni/alternative Tränkevariante	0	0	0
Ni/Ni	0	0	0
0 h, 3 Rd	0	0	0
0 h, 2 Rd	0	0	0
2 h, 3 Rd	0	0	0
2 h, 2 Rd	0	0	20
4 h, 3 Rd	0	0	0
4 h, 2 Rd	0	0	15
6 h, 2 Rd	35	25	50

4.3 Tränkwasseruntersuchung auf Salmonellen

Zur Untersuchung auf das Vorhandensein von Salmonellen im Tränkwasser wurden im jeweiligen Versuchsdurchgang zu Beginn und am Ende der Mast Wasserproben aus den Tränkesystemen mit Hilfe einer sterilen 20 ml-Spritze als Sammelprobe genommen.

Nach Anreicherung und Anzuchtung auf Selektivnährböden wurden verdächtige Kolonien biochemisch und serologisch bestätigt und weiter durch das Robert-Koch-Institut, Werningerode differenziert. Die Ergebnisse aus den Untersuchungen des Robert-Koch-Institutes sind in den Tabellen 22–26 aufgezeigt. Es werden nur Abteile aufgeführt, in denen bei der Anreicherung Salmonellen angezüchtet werden konnten.

Versuchsdurchgang I:

In Versuchsdurchgang I ließen sich sowohl zu Beginn in 20 % der Proben (n = 15), als auch am Ende der Mast in 7 % der Proben (n = 15), Salmonellen aus den Tränkwasserproben isolieren.

Tabelle 22: Isolierte Salmonellen des Versuchsdurchgangs I

Abteil	Tränkevariante	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn	Mastende
1	Rundtränken	72 h	S.Indiana 4,12 : z: 1,7	—
2	Nippeltränken		—	S.Indiana 4,12 : z: 1,7
3	Rundtränken	4 h	S.Indiana 4,12 : z: 1,7	—
	Rundtränken	72 h	S.Indiana 4,12 : z: 1,7	—

Versuchsdurchgang II:

In den in diesem Versuchsdurchgang entnommenen Tränkwasserproben konnten an beiden Entnahmetagen Salmonellen nachgewiesen werden (zu Mastbeginn und zu Mastende in 24,5 % der Proben bei n = 24).

Tabelle 23: Isolierte Salmonellen des Versuchsdurchgangs II

Abteil	Tränkevariante	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn	Mastende
3	Rundtränken	2 h	—	S.Indiana 4,12 : z: 1,7
	Rundtränken	4 h	S.Indiana 4,12 : z: 1,7 Salmonella Typhimurium 4,5,12 : i : 1,2 LT: DT008 BT: a	S.Indiana 4,12 : z: 1,7
4	Rundtränken	2 h	—	S.Indiana 4,12 : z: 1,7
5	Nippeltränken		Salmonella Typhimurium 4,5,12 : i : 1,2 LT: DT008 BT: a	—
	Rundtränken	0 h	Salmonella Typhimurium 4,5,12 : i : 1,2 LT: DT008 BT: a	—

Versuchsdurchgang III:

In Versuchsdurchgang III konnten in den entnommenen Tränkwasserproben zu Beginn der Mast keine Salmonellen isoliert werden. Zu Mastende wurden in 10 % der Proben Salmonellen gefunden (n = 20).

Tabelle 24: Isolierte Salmonellen des Versuchsdurchgangs III

Abteil	Tränkevariante	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn	Mastende
3	Rundtränken	4 h	—	S.Kottbus 6,8 : e, h : 1,5
5	Rundtränken	4 h	—	Salmonella Typhimurium 4,5,12 : i : 1,2 LT: DT008 BT: a

Versuchsdurchgang IV:

Es konnten in diesem Versuchsdurchgang Salmonellen sowohl zu Beginn in 33 % der Proben (n = 12), als auch am Ende der Mast in 8 % der Proben aus dem Tränkewasser isoliert werden.

Tabelle 25: Isolierte Salmonellen des Versuchsdurchgangs IV

Abteil	Tränkevariante	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn	Mastende
1	Rundtränken	2 h	S.Indiana 4,12 : z: 1,7	—
5	Nippeltränken		S.Kottbus 6,8 : e, h : 1,5	—
	Rundtränken	2 h	S.Kottbus 6,8 : e, h : 1,5	—
	Rundtränken	4 h	S.Indiana 4,12 : z: 1,7 S.Kottbus 6,8 : e, h : 1,5	S.Indiana 4,12 : z: 1,7

Versuchsdurchgang V:

In Versuchsdurchgang V wurden nur Salmonellen aus dem Tränkewasser am Mastanfang in 7 % der Proben (n = 30) isoliert. Am Ende der Mast konnten keine Salmonellen gefunden werden.

Tabelle 26: Isolierte Salmonellen des Versuchsdurchgangs V

Abteil	Tränkevariante	Zeitpunkt der Entnahme	Mastbeginn	Mastende
3	Rundtränken	2 h	S.Kottbus 6,8 : e, h : 1,5	—
	Rundtränken	6 h	S.Kottbus 6,8 : e, h : 1,5	—

4.4 Schadgasmessung

Die Schadgasmessung wurde in jedem Versuchsdurchgang zweifach durchgeführt, jeweils zu Beginn und gegen Ende der Mast. Die Messungen erfolgten alle zwischen 8-9 Uhr morgens bei geschlossener Stalltür nach einer fünfminütigen Wartezeit nach Betreten des Stalles. Pro Abteil wurde an acht definierten Stellen im Stall auf Tierhöhe (ca. 30 cm) gemessen. Alle sechs Abteile befanden sich innerhalb eines Stalles und waren räumlich nur durch Zäune getrennt. In den folgenden fünf Tabellen werden nur die mittleren Ammoniakkonzentrationen dargestellt, die jeweils an den vorhandenen Tränken im Stall gemessen wurden (4 Messpunkte pro Abteil). Die detaillierten Ergebnisse der Schadgasmessung befinden sich im tabellarischen Anhang.

Versuchsdurchgang I:

Zu Mastbeginn wurden minimal 0 ppm an einer Rampe und maximal 17 ppm an einem der Futtertröge gemessen. Zu Mastende bewegten sich die Ammoniakwerte zwischen minimal 0 ppm an einer Rampe und maximal 19 ppm an einem Futtertrog. In Tabelle 27 ist die mittlere Ammoniakkonzentration dargestellt, die jeweils an den verschiedenen Tränkenvarianten gemessen wurde.

Tabelle 27: Versuchsdurchgang I, mittlere Ammoniakkonzentration (in ppm) +/- SEM zu Mastbeginn und zu Mastende, aufgeteilt nach den Messpunkten an den verschiedenen Tränkevarianten.

Abteile 1-6	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastende
Nippeltränken (n = 12;12)	4,42 +/-0,96	4,83 +/-0,43
Duschen (n = 6;6)	7,33 +/-0,63	9,00 +/-0,32
Rundtränken (n = 6;6)	6,00 +/-1,5	6,33 +/-0,63

(n= Anzahl der Messpunkte pro Tränkevariante zu Mastanfang bzw. Mastende)

Versuchsdurchgang II:

Die Ergebnisse der Schadgasmessung ergaben zu Mastbeginn Werte von minimal 7 ppm an einer Nippeltränke und maximal 24 ppm an einer Rampe. Zu Mastende konnten die geringsten Schadgaswerte mit 7 ppm an mehreren Nippeltränken und der höchste Wert mit 17 ppm an beiden Futtertrögen festgestellt werden. Tabelle 28 zeigt eine zusammenfassende Darstellung der mittleren Ammoniakkonzentration, die an den verschiedenen Tränkevarianten gemessen wurde. Da sich in diesem Versuchsdurchgang die Rundtränken im Außenbereich (Frischlufte) befanden, wurde dort keine Schadgasmessung durchgeführt.

Tabelle 28: Versuchsdurchgang II, mittlere Ammoniakkonzentration (in ppm) +/- SEM zu Mastbeginn und zu Mastende, aufgeteilt nach den Messpunkten an den verschiedenen Tränkevarianten.

Abteile 1-6	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastende
Nippeltränken rechts (n = 12;12)	13,75 +/-0,98	11,16 +/-0,74
Nippeltränken links (n = 12;12)	11,75 +/-0,64	10,50 +/-0,72

(n= Anzahl der Messpunkte pro Tränkevariante zu Mastanfang bzw. Mastende)

Versuchsdurchgang III:

Zu Mastbeginn konnte der niedrigste Ammoniakwert mit 3 ppm an einer Rampe gemessen werden und der höchste mit 20 ppm an einer Nippeltränke. Zu Mastende ergaben die Schadgasmessungen den niedrigsten Wert mit 6 ppm an einer Rampe und den höchsten Wert mit 20 ppm an einer Nippeltränke und an einem Futtertrog. Die Rundtränken befanden sich wiederum im überdachten Außenbereich (Frischlufte); hier fand keine Schadgasbestimmung statt. Tabelle 29 veranschaulicht die mittlere Ammoniakkonzentration, die jeweils an den verschiedenen Tränkevarianten gemessen wurde.

Tabelle 29: Versuchsdurchgang III, mittlere Ammoniakkonzentration (in ppm) +/- SEM zu Mastbeginn und zu Mastende, aufgeteilt nach den verschiedenen Messpunkten an den Tränkevarianten.

Abteile 1-6	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastende
Innen und außen nur Nippeltränken rechts (n = 4;4)	8,00 +/-1,25	16,25 +/-0,84
Innen und außen nur Nippeltränken links (n = 4;4)	9,75 +/-1,2	9,25 +/-0,41
Innen Nippeltränken, außen Rundtränken rechts (n = 8;8)	10,50 +/-0,72	12,50 +/-0 65
Innen Nippeltränken, außen Rundtränken links (n = 8;8)	14,63 +/-0 72	12,13 +/-0 65

(n= Anzahl der Messpunkte pro Tränkevariante zu Mastanfang bzw. Mastende)

Versuchsdurchgang IV:

Die Schadgasmessungen ergaben in diesem Versuchsdurchgang zu Beginn der Mast Werte von minimal 6 ppm an mehreren Rund- und Nippeltränken sowie an einer Rampe und einem Futtertrog. Die höchsten Werte hingegen ließen sich mit 20 ppm an einer Rampe messen. Zu Mastende wurden die niedrigsten Ammoniakwerte mit 8 ppm an einer Rundtränke und einer Rampe festgestellt, wohin hingegen höhere Ammoniakgehalte mit 19 ppm an den Futtertrögen und einer Nippeltränke aufgewiesen werden konnten. In Tabelle 30 ist jeweils die mittlere Ammoniakkonzentration für jede der verschiedenen Tränkevarianten in diesem Versuchsdurchgang dargestellt.

Tabelle 30: Versuchsdurchgang IV, mittlere Ammoniakkonzentration (in ppm) +/- SEM zu Mastbeginn und zu Mastende, aufgeteilt nach den verschiedenen Messpunkten an den Tränkevarianten.

Abteile 1-6	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastende
Nippeltränken links (n = 12;12)	11,33 +/-0,82	14,42 +/-0,73
Nippeltränken rechts (n = 4;4)	14,25 +/-0,66	12,50 +/-1,21
Duschen (n = 4;4)	12,50 +/-1,34	13,75 +/-0,22
Rundtränken (n = 4;4)	11,00 +/-0,63	12,25 +/-0,73

(n= Anzahl der Messpunkte pro Tränkevariante zu Mastanfang bzw. Mastende)

Versuchsdurchgang V:

In diesem Versuchsdurchgang lagen die geringsten Ammoniakwerte zu Mastanfang bei 3 ppm an mehreren Nippeltränken und an einer Rampe. Die höchsten Werte lagen bei 9 ppm, gemessen an mehreren Nippeltränken, einer Rampe und an einem Futtertrog. Zu Mastende wurde der geringste Werte an einer Nippeltränke mit 2 ppm gemessen. Die höchsten Werte lagen bei 13 ppm jeweils gemessen an den Rampen. Tabelle 31 stellt eine Übersicht der mittleren Ammoniakkonzentration, die an den verschiedenen Tränkevarianten gemessen wurde, dar.

Tabelle 31: Versuchsdurchgang V, mittlere Ammoniakkonzentration (in ppm) zu Mastbeginn und zu Mastende, aufgeteilt nach den verschiedenen Tränkevarianten.

Abteile 1-6	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn	Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastende
Nippeltränken (n = 12;12)	6,00 +/-0,35	7,41 +/-0,62
Rundtränken (n = 12;12)	5,85 +/-0,31	5,83 +/-0,97

(n= Anzahl der Messpunkte pro Tränkevariante zu Mastanfang bzw. Mastende)

Abbildung 15 zeigt eine zusammenfassende Darstellung der mittleren Ammoniakkonzentrationen (in ppm), die an den jeweiligen Tränken in den Versuchsdurchgängen I bis V gemessen wurden.

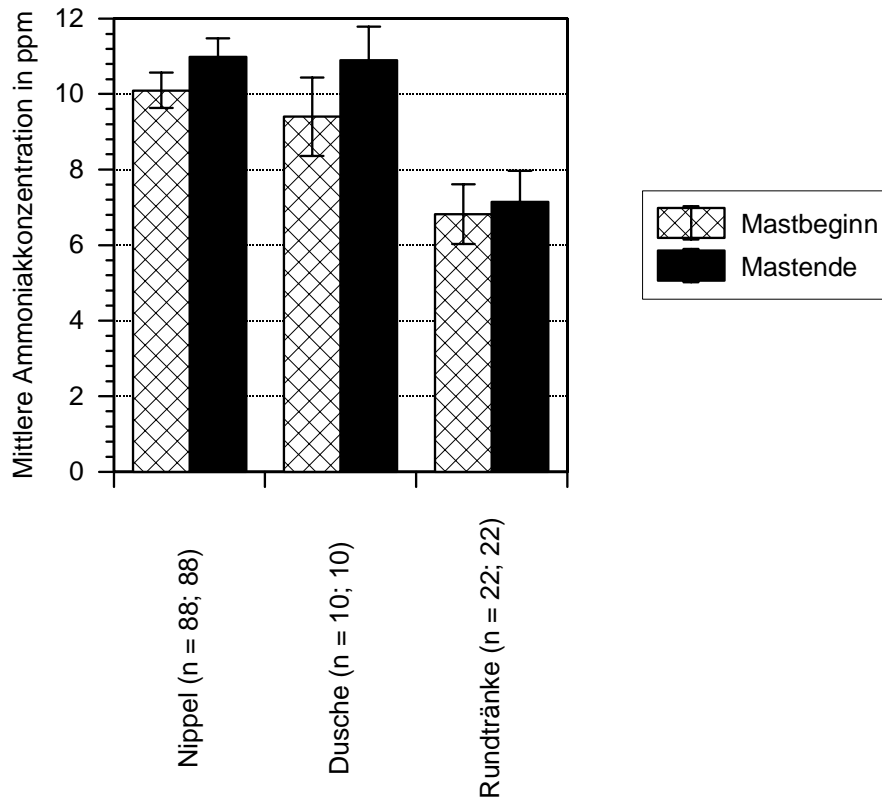


Abbildung 15: Mittlere Ammoniakkonzentration (in ppm) +/- SEM der Versuchsdurchgänge I bis V, aufgeteilt nach den verschiedenen Tränken. n steht für die Anzahl der Messpunkte zu Mastanfang bzw. Mastende

4.5 Immunglobulin Y

In allen Versuchsdurchgängen wurden zu Mastbeginn aus jedem der sechs Abteile von 15 Tieren Blut entnommen. Die Entnahme erfolgte in drei Abteilen ohne Flügelmarken nach dem Zufallsprinzip, in drei Abteilen mit Flügelmarken wurden bei der Blutentnahme Farbe und Nummer der Marke notiert. Von diesen Enten wurde beim Schlachten nochmals Blut genommen, die restlichen 45 Enten aus den drei anderen Abteilen ohne Flügelmarken wurden für die Schlachtung zufällig ausgewählt. In Versuchsdurchgang V wurde jeweils von 16 Tieren pro Abteil Blut entnommen.

Die fünf folgenden Tabellen 32-36 zeigen die mittleren IgY- Konzentrationen (in mg/ml), die jeweils zu Mastbeginn und zu Mastende in den einzelnen Versuchsdurchgängen I-V gemessen wurden. Die Aufteilung erfolgte nach den verschiedenen Tränkekombinationen.

Die Abbildungen 16 bis 29 zeigen den zeitlichen IgY-Verlauf zwischen den beiden Blutentnahmen. In diesen Abbildungen werden jeweils nur diejenigen Tiere aufgeführt, bei denen es gelang, sowohl zu Mastbeginn als auch zu Mastende Blut zu entnehmen. Teilweise hatten die Enten nämlich zwischen der ersten und der zweiten Blutentnahme ihre Flügelmarke verloren; in diesen Fällen wurde von einer zufällig ausgewählten „Ersatzente“ eine Blutprobe entnommen. Somit blieb die Anzahl der entnommenen Blutproben für jedes Abteil immer gleich; dies wiederum war für die Berechnung der mittleren IgY-Gehalte pro Abteil von Bedeutung.

Versuchsdurchgang I:

In Versuchsdurchgang I lagen zu Mastbeginn die geringsten mittleren IgY-Gehalte bei 4,91 mg/ml und die höchsten mittleren IgY-Gehalte bei 12,87 mg/ml. Zu Mastende hingegen fanden sich die minimal 9,55 mg/ml und maximal 16,87 mg/ml an IgY im Blutplasma der Enten. In Tabelle 32 sind die mittleren IgY-Werte, separat für jedes Abteil und aufgeteilt nach Mastanfang/Mastende, dargestellt. Die Abbildungen 16 und 17 zeigen den zeitlichen IgY-Verlauf zwischen den beiden Blutentnahme-Tagen.

Tabelle 32: Mittlere IgY- Konzentrationen (in mg/ml) +/- SEM des Versuchsdurchgangs I, dargestellt jeweils zu Mastbeginn und zu Mastende (n = 15 Tiere je Abteil)

Abteil	1	2*	3*	4	5	6
Tränke Stall	Ni/Rd	Ni/Du	Ni/Rd	Ni/Du	Ni/Rd	Ni/Du
Tränke außen	Außenbereich stand in Versuchsdurchgang I nicht zur Verfügung					
Masttag 28	6,57	7,27	4,9	5,46	5,51	6,91
IgY in mg/ml	+/-0,82	+/-1,52	1+/-0,69	+/-0,39	+/-0,51	+/-0,62
Masttag 44	12,87	9,55	12,19	15,71	16,54	16,87
IgY in mg/ml	+/-1,51	+/-1,04	+/-1,45	+/-1,10	+/-0,43	+/-1,31

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

* kennzeichnet die Abteile, in denen die Enten mit Flügelmarken versehen waren

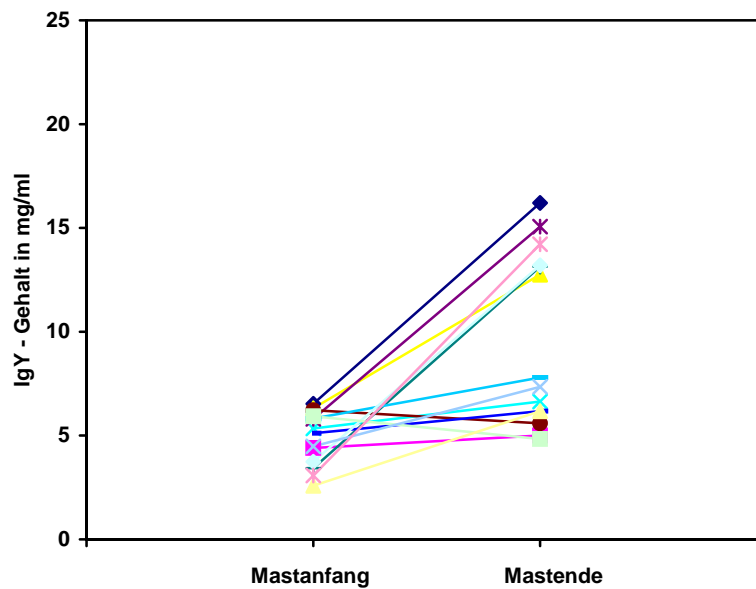


Abbildung 16: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Dusche (n = 14)

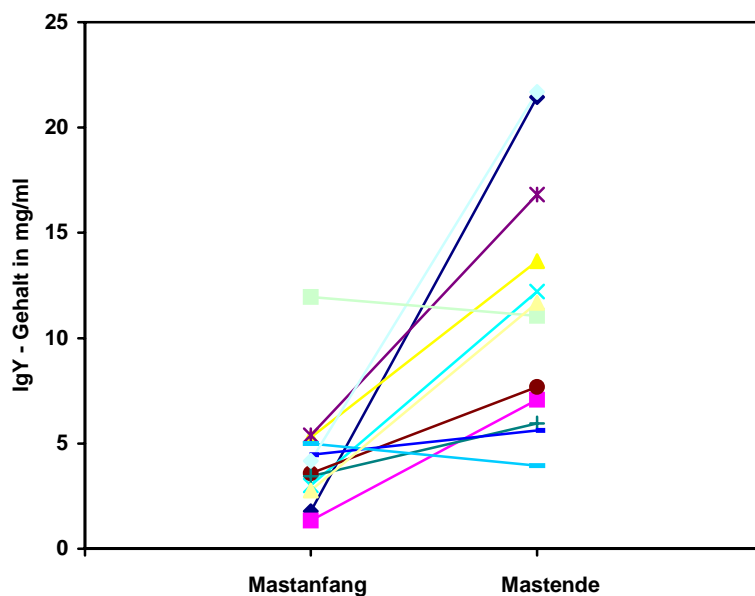


Abbildung 17: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 12)

Versuchsdurchgang II:

In diesem Versuchsdurchgang ließen sich zu Beginn der Mast minimal 7,71 mg/ml und maximal 10,22 mg/ml an IgY im Blutplasma finden. Im Schlachtblut beliefen sich die ermittelten Werte auf minimal 13,82 mg/ml und maximal 20,28 mg/ml. Tabelle 33 und die Abbildungen 18-20 zeigen die Unterschiede zwischen Mastbeginn und Mastende.

Tabelle 33: Mittlere IgY- Konzentrationen (in mg/ml) +/- SEM des Versuchsdurchgangs II, dargestellt jeweils zu Mastbeginn und zu Mastende (n = 15 Tiere je Abteil)

Abteil	1*	2*	3*	4	5	6
Tränke Stall	Ni/Ni	Ni/Ni	Ni/Ni	Ni/Ni	Ni/Ni	Ni/Ni
Tränke außen	Rd	Rd	Rd	Rd	Rd	Rd
Masttag 28	8,19	10,01	9,56	10,07	10,22	7,71
IgY in mg/ml	+/-1,16	+/-1,43	+/-1,06	+/-1,42	+/-1,36	+/-0,64
Masttag 47	15,66	15,94	15,51	13,82	20,28	17,45
IgY in mg/ml	+/-1,26	+/-1,40	+/-1,70	+/-1,27	+/-1,42	+/-1,41

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

* kennzeichnet die Abteile, in denen die Enten mit Flügelmarken versehen waren

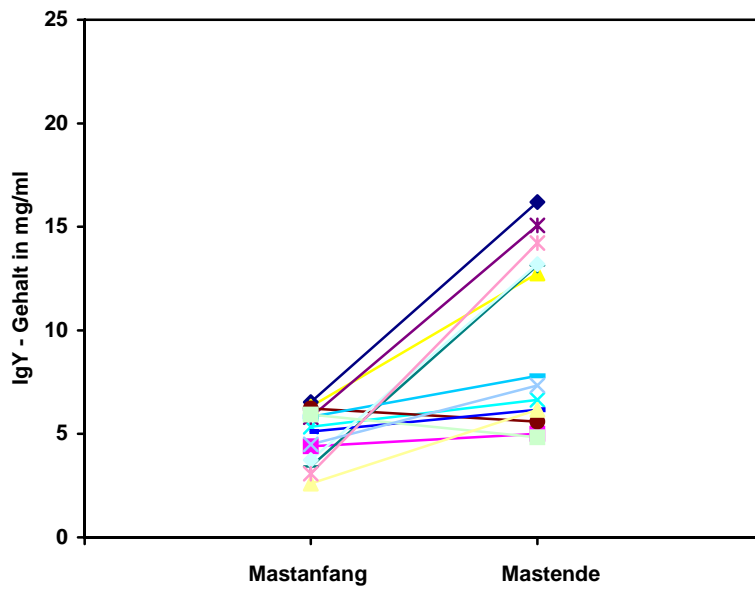


Abbildung 18: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 12)
(2 Rundtränken, 6 Stunden zugänglich)

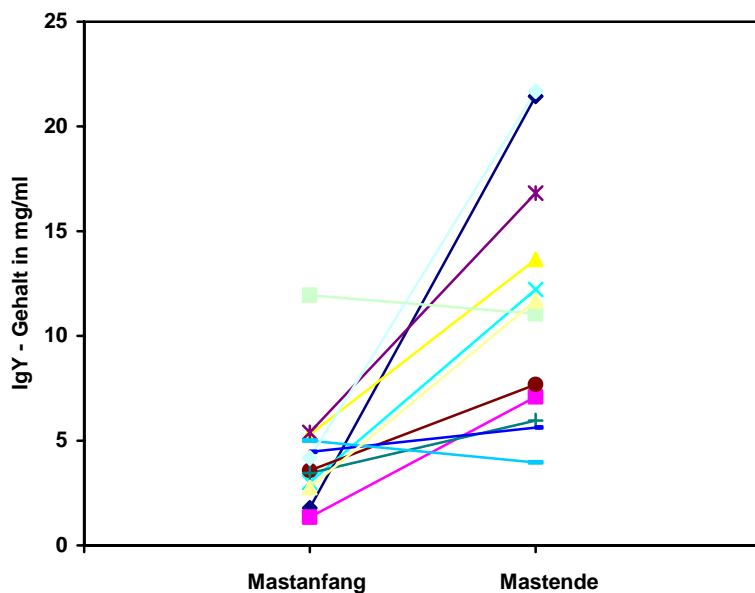


Abbildung 19: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 14)
(2 Rundtränken, 4 Stunden)

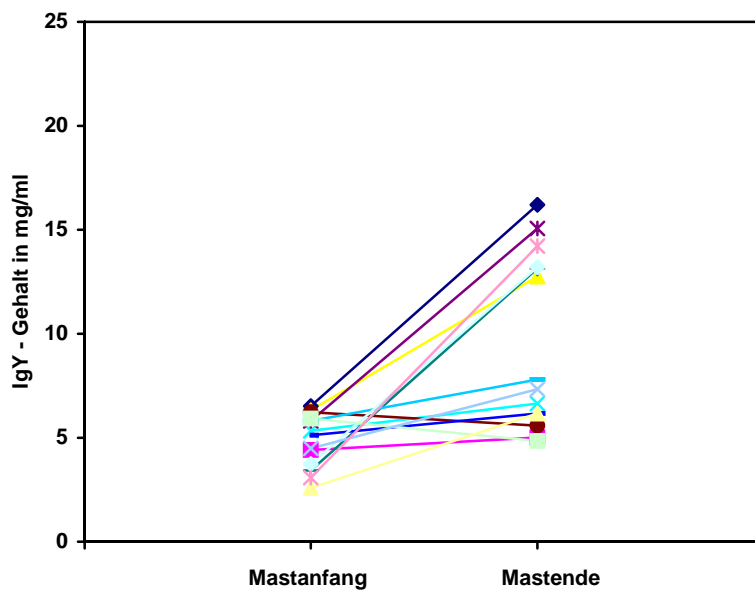


Abbildung 20: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 15)
(3 Rundtränken, 4 Stunden zugänglich)

Versuchsdurchgang III:

Zu Mastanfang lagen hier die geringsten mittleren IgY-Werte bei 5,44 mg/ml, die höchsten hingegen bei 14,58 mg/ml. Am Ende der Mast fanden sich minimal 9,20 mg/ml und maximal 16,03 mg/ml an IgY im Blutplasma. In Tabelle 34 sind die mittleren IgY-Gehalte des Versuchsdurchgangs III für jedes Stallabteil dargestellt. Die Abbildungen 21-23 zeigen den IgY-Verlauf zwischen Mastbeginn und Mastende.

Tabelle 34: Mittlere IgY- Konzentrationen (in mg/ml) +/- SEM des Versuchsdurchgangs III, dargestellt jeweils zu Mastbeginn und zu Mastende (n = 15 Tiere je Abteil)

Abteil	1*	2	3*	4	5*	6
Tränke Stall	Ni/Ni	Ni/Ni	Ni/Ni	Ni/Ni	Ni/Ni	Ni/Ni
Tränke außen	Ni	Ni	Rd	Rd	Rd	Rd
Masttag 29	8,57	8,48	9,44	5,44	10,31	14,58
IgY in mg/ml	+/-0,87	+/-0,94	+/-0,93	+/-0,53	+/-1,18	+/-0,55
Masttag 44	15,91	16,03	9,20	10,64	12,10	14,62
IgY in mg/ml	+/-0,23	+/-0,21	+/-0,82	+/-0,54	+/-0,74	+/-0,84

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

*kennzeichnet die Abteile, in denen die Enten mit Flügelmarken versehen waren

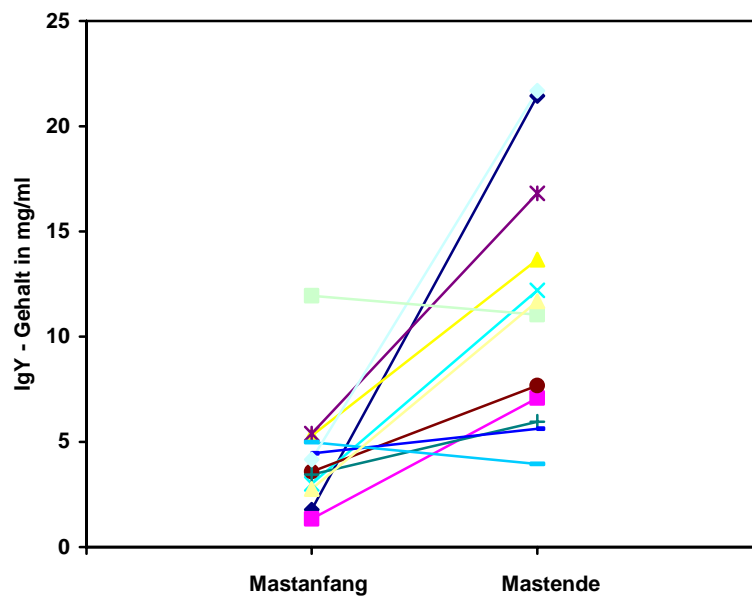


Abbildung 21: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Nippel (n = 15)

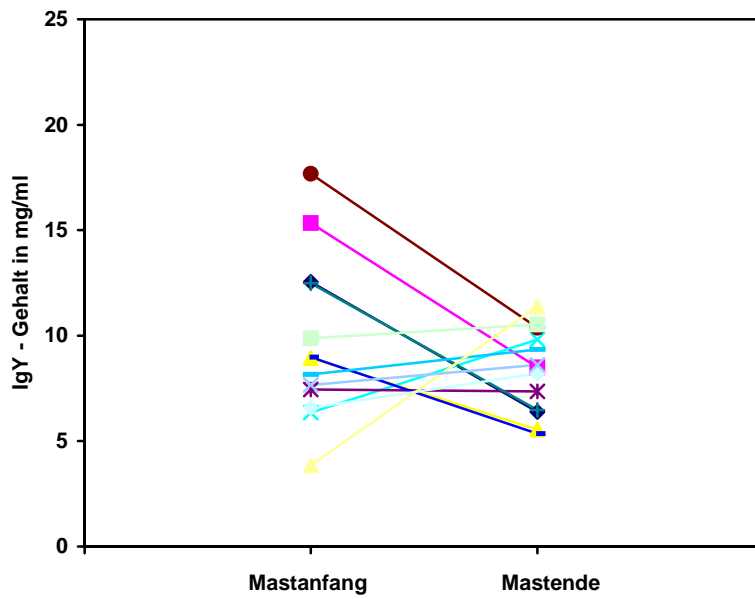


Abbildung 22: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 13)
(2 Rundtränken, 4 Stunden zugänglich)

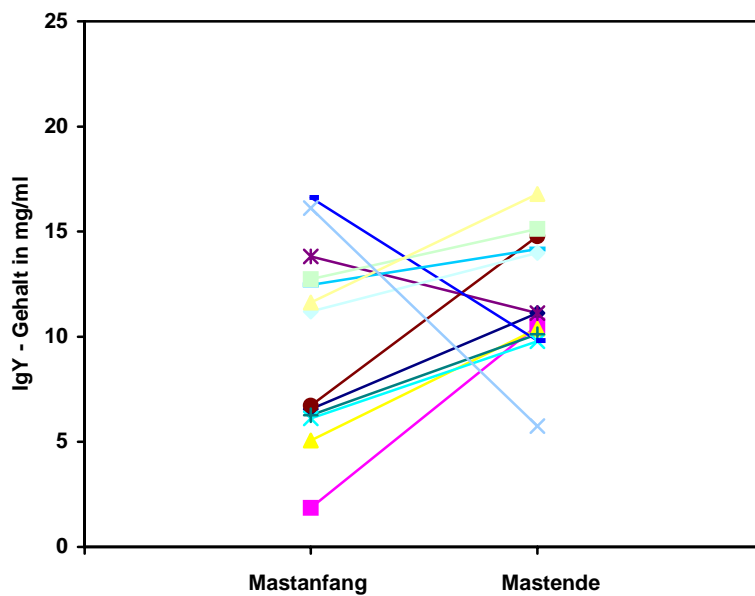


Abbildung 23: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 13)
(2 Rundtränken, 6 Stunden zugänglich)

Versuchsdurchgang IV:

In Versuchsdurchgang IV lagen zu Mastbeginn die mittleren IgY-Werte zwischen 7,85 mg/ml und 10,47 mg/ml. Zu Mastende lagen die geringsten Werte bei 15,79 mg/ml, die höchsten bei 18,62 mg/ml. In Tabelle 35 sind die mittleren IgY-Gehalte für jedes Abteil zu Mastbeginn und zu Mastende dargestellt. Die Abbildungen 24-26 zeigen den IgY-Verlauf bei den Enten mit Flügelmarken.

Tabelle 35: Mittlere IgY- Konzentrationen (in mg/ml)+/- SEM des Versuchsdurchgangs IV, dargestellt jeweils zu Mastbeginn und zu Mastende (n = 15 Tiere je Abteil)

Abteil	1*	2*	3*	4	5	6
Tränke Stall	Ni/Rd	Ni/Du	Ni/Ni	Ni/Du	Ni/Rd	Ni/Ni
Tränke außen	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni
Masttag 30	10,47	8,02	8,28	8,74	8,66	7,85
IgY in mg/ml	+/-0,92	+/-0,45	+/-0,46	+/-0,58	+/-0,63	+/-0,46
Masttag 44	15,79	18,62	17,10	15,86	16,61	15,81
IgY in mg/ml	+/-0,91	+/-0,71	+/-0,75	+/-0,76	+/-0,91	+/-1,21

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

*kennzeichnet die Abteile, in denen die Enten mit Flügelmarken versehen waren

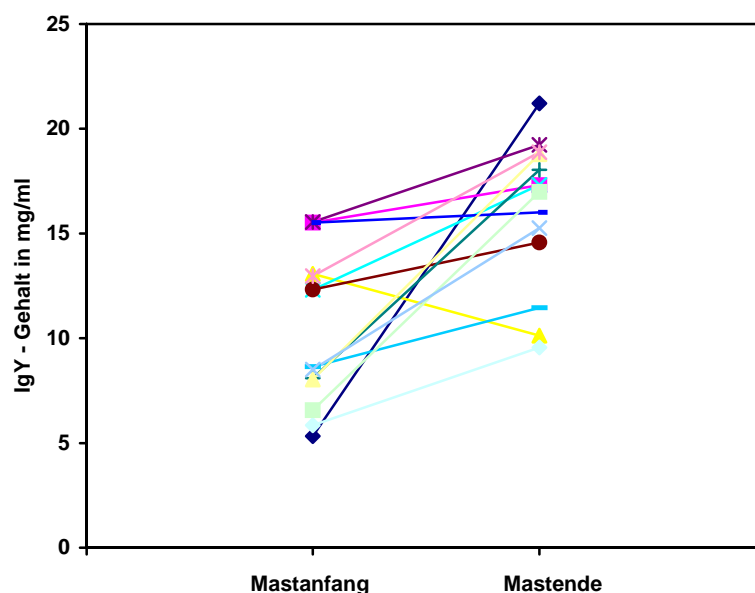


Abbildung 24: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 14) (2 Rundtränken, 4 Stunden zugänglich)

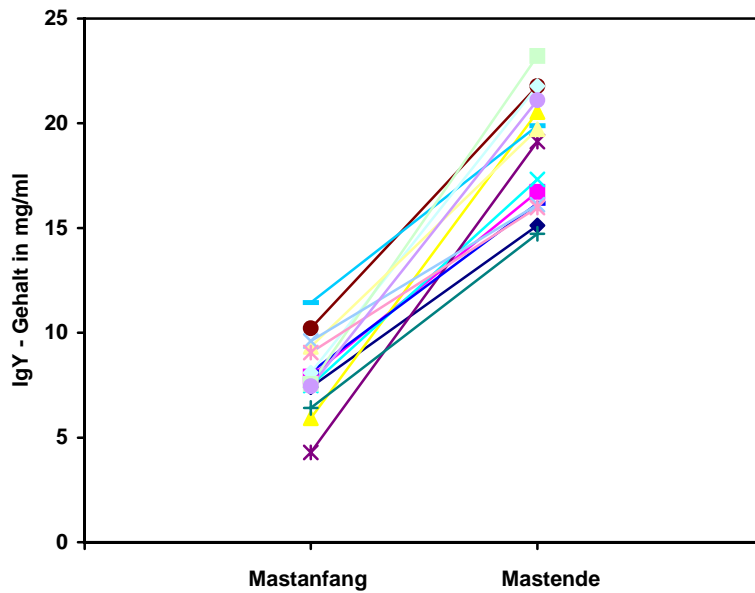


Abbildung 25: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Dusche (n = 15)

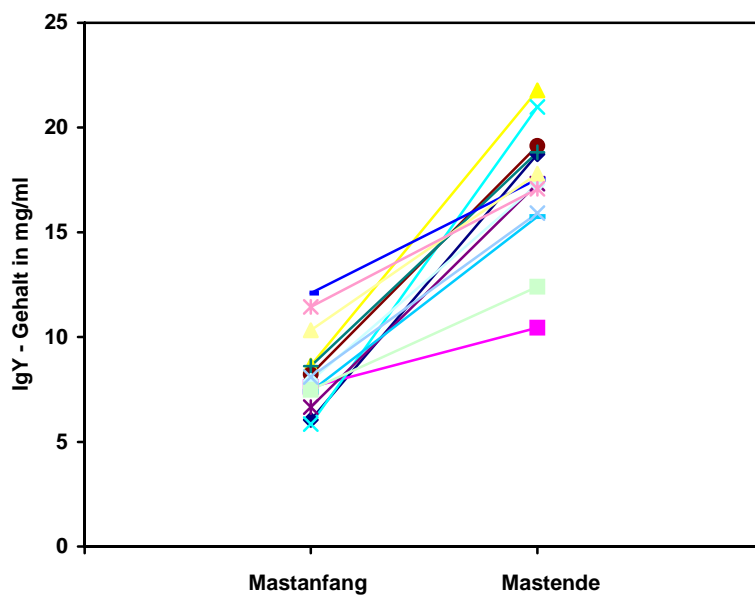


Abbildung 26: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Nippel (n = 14)

Versuchsdurchgang V:

Die Werte zu Mastanfang beliefen sich auf minimal 5,61 mg/ml und maximal 7,08 mg/ml.

Am Ende der Mast lagen die geringsten IgY-Gehalte bei 9,99 mg/ml, die höchsten bei 14,54 mg/ml. In Tabelle 36 werden die mittleren IgY-Werte der einzelnen Stallabteile zu Mastanfang und Mastende aufgeführt. Die Abbildungen 27-29 stellen den IgY-Verlauf im Blutplasma der Enten mit Flügelmarken zwischen der ersten und der zweiten Blutentnahme dar.

Tabelle 36: Mittlere IgY- Konzentrationen (in mg/ml) +/- SEM des Versuchsdurchgangs V, dargestellt jeweils zu Mastbeginn und zu Mastende (n = 16 Tiere je Abteil)

Abteil	1*	2*	3*	4	5	6
Tränke Stall	Ni/Rd	Ni/Rd	Ni/Rd	Ni/Rd	Ni/Rd	Ni/Rd
Tränke außen	Außerbereich stand in Versuchsdurchgang I nicht zur Verfügung					
Masttag 30	5,61	5,61	7,08	6,84	6,12	5,71
IgY in mg/ml	+/-0,30	+/-0,44	+/-0,58	+/-0,55	+/-0,53	+/-0,56
Masttag 45	13,91	13,42	9,99	13,45	11,47	14,54
IgY in mg/ml	+/-0,90	+/-0,71	+/-1,03	+/-0,65	+/-0,74	+/-0,65

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

*kennzeichnet die Abteile, in denen die Enten mit Flügelmarken versehen waren

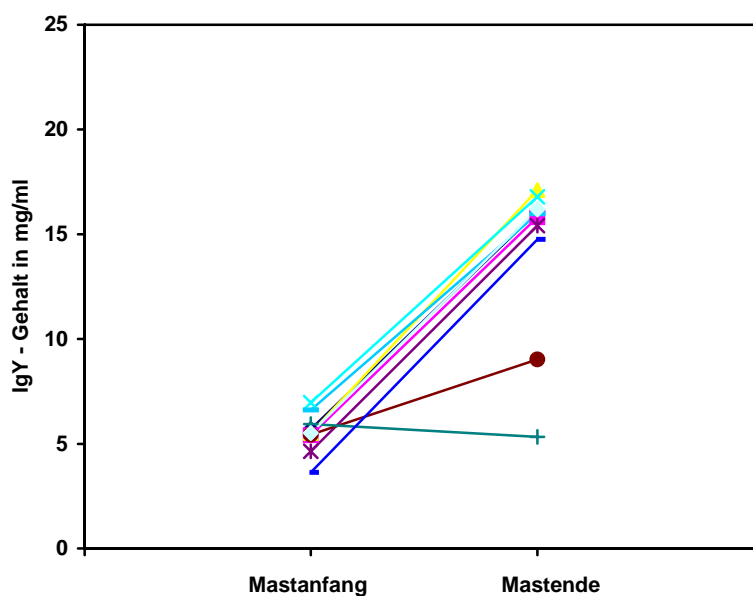


Abbildung 27: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 10) (2 Rundtränken, 6 Stunden zugänglich)

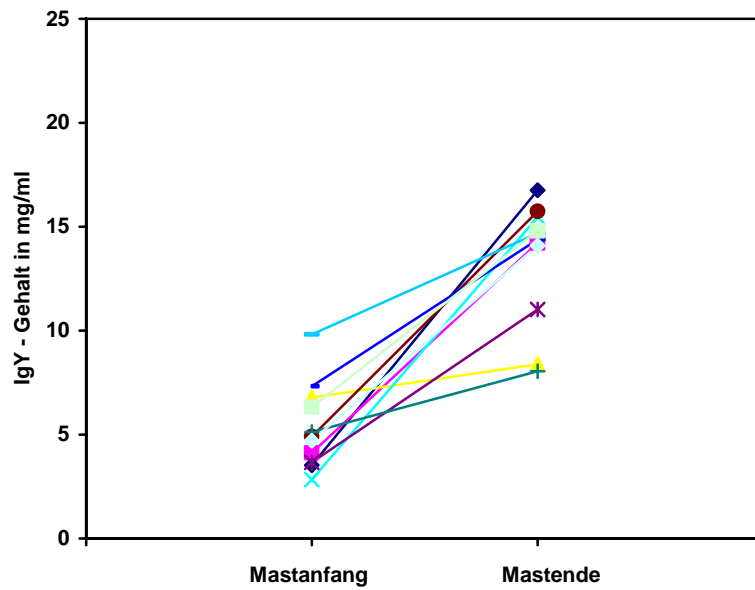


Abbildung 28: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 11)
(2 Rundtränken, 6 Stunden zugänglich)

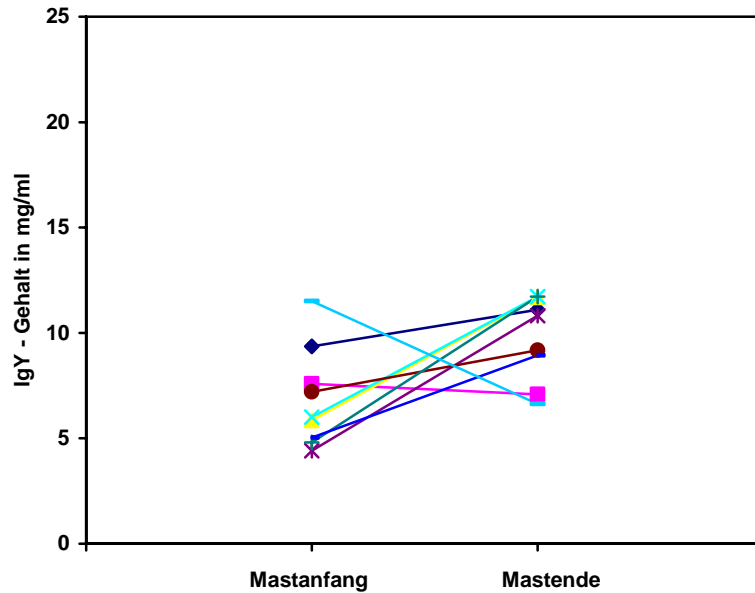


Abbildung 29: IgY-Verlauf der mit Flügelmarken gekennzeichneten Enten mit der Kombination Nippel/Rundtränke (n = 9)
(2 Rundtränken, 6 Stunden zugänglich)

In der Abbildung 30 sind die mittleren IgY-Gehalte der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastbeginn und zu Mastende wiedergegeben, aufgeteilt nach den einzelnen Tränkekombinationen.

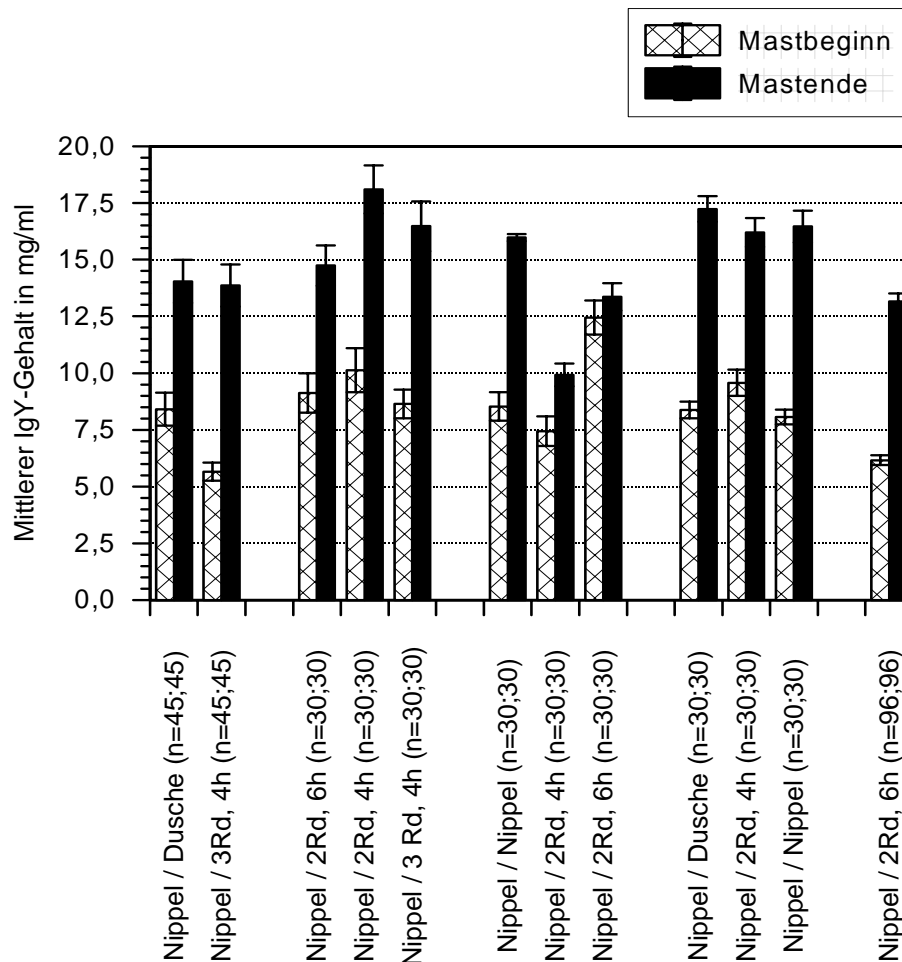


Abbildung 30: Mittlerer IgY-Gehalt in mg/ml (+/- SEM) zu Mastbeginn und Mastende, aufgeteilt nach den Versuchsdurchgängen I bis V und ihren jeweiligen Tränkekombinationen (n=Anzahl der Blutproben zu Mastbeginn bzw. Mastende)

Zwischen Mastbeginn und Mastende ergaben sich innerhalb der einzelnen Tränkekombinationen für alle Kombinationen hinsichtlich der IgY-Werte signifikante Unterschiede ($p < 0,001$). Diesbezüglich stellte die einzige Ausnahme die Nippel/Rundtränken (6 h) –Kombination aus Versuchsdurchgang III dar. Hier ließ sich zwischen Mastbeginn und Mastende kein signifikanter Unterschied zwischen den IgY-Werten feststellen.

In Tabelle 37 wurden alle gemessenen IgY-Werte (in mg/ml) der Enten mit Flügelmarken zu Mastbeginn in vier Kategorien eingeteilt und die Differenz des IgY-Gehaltes zwischen Mastbeginn und Mastende errechnet.

Tabelle 37: Differenz des IgY-Gehaltes zwischen Mastbeginn und Mastende

IgY-Gehalt (mg/ml) im Blutplasma zu Mastbeginn	Differenz Δ des IgY-Gehaltes (mg/ml) im Blutplasma zwischen Mastbeginn und Mastende	+/- SEM	Anzahl der Enten (n) in dieser Kategorie
0 - 5,0	+ 8,83	0,95	27
5,1 -10,0	+ 6,89	1,31	102
10,1- 15,0	+ 3,17	1,28	26
15,1 - 10	- 3,17	1,42	8

4.5.1 Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Plasma und den Gesamtkeimzahlen im Tränkewasser

Um einen Zusammenhang zwischen dem IgY-Gehalt im Plasma der Enten und der Gesamtkeimzahl im Tränkewasser festzustellen, wurde der Pearsonsche Korrelationskoeffizient r berechnet. Hierbei dienten die gemessenen IgY-Konzentrationen im Blutplasma und die ermittelten Gesamtkeimzahlen der verschiedenen Tränkewasserproben als Variablenpaare. Von den zu unterschiedlichen Zeitpunkten entnommenen Wasserproben aus den Rundtränken (0, 2 und 4 Stunden) wurde der jeweilige Mittelwert in KbE/ml errechnet. Die ermittelte Gesamtkeimzahl der Nippeltränken wurde nur dann berücksichtigt, wenn im jeweiligen Stallabteil eine ausschließliche Nippel/Nippel-Kombination zur Verfügung stand.

Für die Rundtränken ergab sich zu Mastanfang eine negative Korrelation zwischen dem Gesamtkeimgehalt und dem IgY-Gehalt im Blutplasma der Enten ($r = -0,623$, $p = 0,003$, $n = 21$). Zu Mastende hin korrelierten diese beiden Parameter ebenfalls negativ miteinander ($r = -0,445$, $p = 0,043$, $n = 21$). Die Gesamtkeimzahlen aus den Nippeltränken korrelierten weder zu Mastanfang ($r = 0,030$, $p = 0,821$, $n = 30$) noch zu Mastende ($r = -0,113$, $p = 0,391$, $n = 30$) mit den IgY-Werten.

Die Abbildungen 31 und 32 zeigen die Korrelationen zwischen den mittleren IgY-Gehalten und den mittleren Gesamtkeimzahlen der verschiedenen Tränkekombinationen jeweils zu Mastbeginn und Mastende.

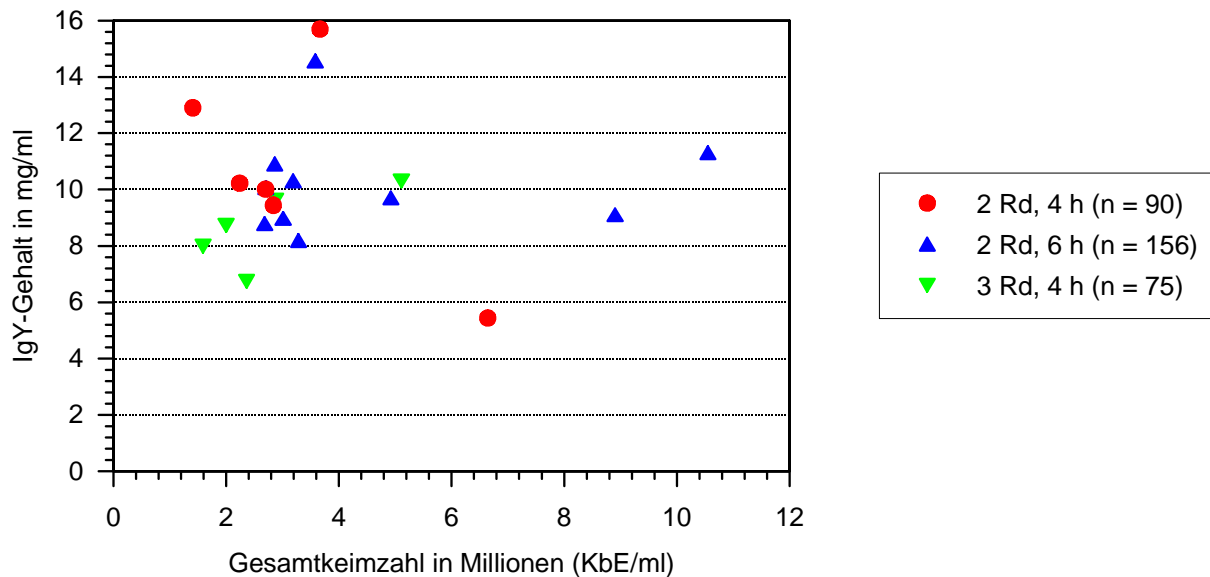


Abbildung 31: Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt (in mg/ml) und den Gesamtkeimzahlen (in KbE/ml) der verschiedenen Tränkekombinationen zu Mastanfang. Die in Klammern gesetzte Zahl steht für die Anzahl der entnommenen Blutproben aus den Abteilen mit der jeweiligen Tränkekombination

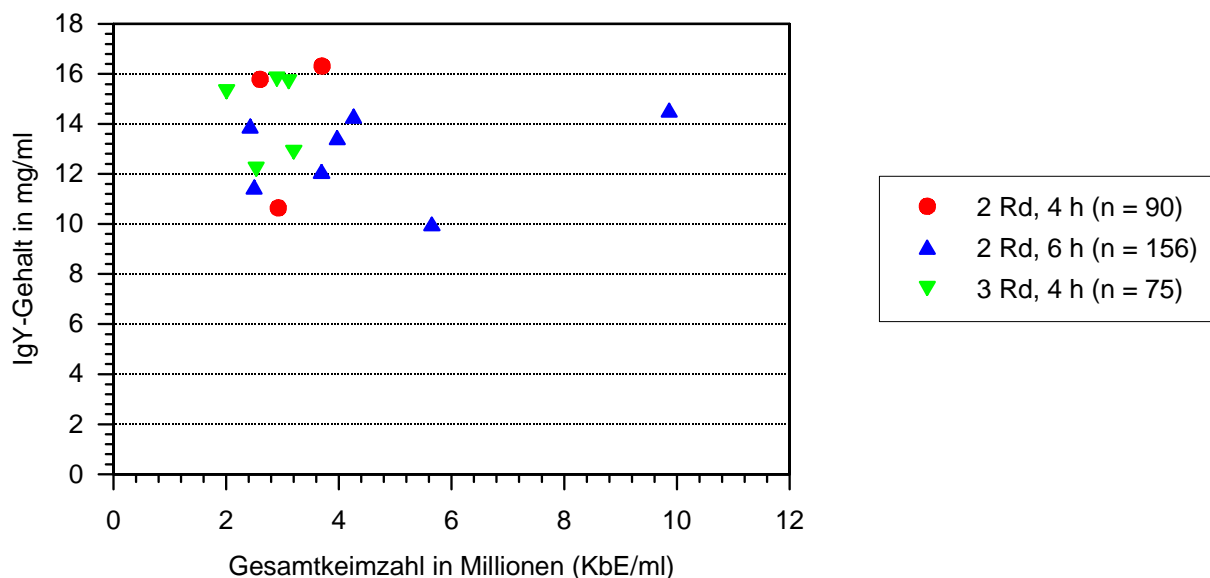


Abbildung 32: Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt (in mg/ml) und den Gesamtkeimzahlen (in KbE/ml) der verschiedenen Tränkekombinationen zu Mastende. Die in Klammern gesetzte Zahl steht für die Anzahl der entnommenen Blutproben aus den Abteilen mit der jeweiligen Tränkekombination

4.5.2 Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Plasma und dem Gehalt an Enterobacteriaceae im Tränkwasser

Da bei der Untersuchung des Tränkwassers auf Enterobacteriaceae in vielen Proben keine Enterobacteriaceae gefunden werden konnten, war in diesem Falle eine Korrelationsbestimmung dieser beiden Parameter nicht möglich.

4.5.3 Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt und der Ammoniakkonzentration im Stall

Zur Bestimmung der Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Blutplasma der Enten und der Ammoniakkonzentration im Stall, wurden die IgY-Werte in Korrelation zu den im Stall gemessenen mittleren Ammoniakwerten gesetzt. Da sich in jedem Stallabteil acht definierte Messpunkte für die Schadgasbestimmung befanden, wurde der Mittelwert aus diesen acht Werten pro Stallabteil errechnet. Gemessen wurde immer nur innerhalb des Stalles, auch wenn die Rundtränken in den Versuchsdurchgängen II, III und IV im Außenbereich angebracht waren. Sowohl zu Mastanfang, als auch zu Mastende, korrelierten diese beiden Parameter nicht miteinander. (Mastbeginn: $r = 0,256$, $p = 0,172$, $n = 30$; Mastende: $r = 0,287$, $p = 0,124$, $n = 30$). Abbildung 33 zeigt eine Übersicht über die in allen fünf Versuchsdurchgängen gemessenen mittleren Ammoniakwerte (in ppm) an den jeweiligen Tränken.

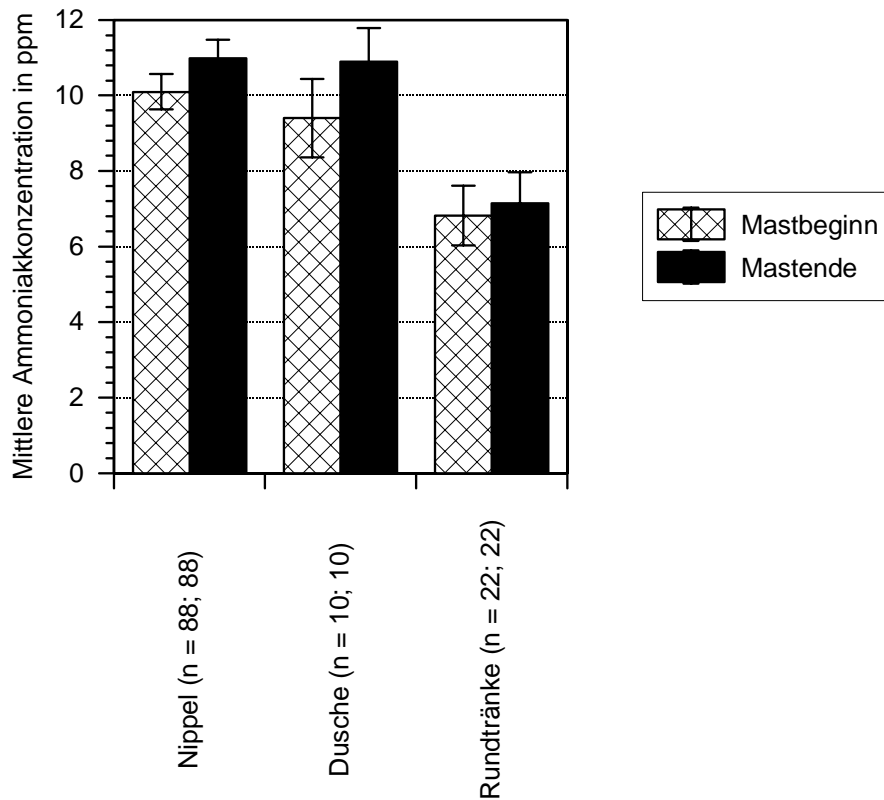


Abbildung 33: Zusammenfassende Darstellung der in den Versuchsdurchgängen I bis V jeweils an den Tränken gemessenen durchschnittlichen Ammoniakkonzentrationen (in ppm). n steht für die Anzahl der Messpunkte an der jeweiligen Tränke zu Mastbeginn bzw. Mastende

4.6 Mortalität

Über die Sterblichkeitsrate der Enten wurde von der Landesanstalt für Landwirtschaft in Kitzingen ein genaues Protokoll geführt. Tabelle 38 zeigt die jeweiligen Mortalitätsraten der Enten in Prozent. Die Aufteilung erfolgte jeweils nach den einzelnen Versuchsdurchgängen und den jeweiligen Tränkevarianten.

Tabelle 38: Mortalität der Enten (in %) in den Versuchsdurchgängen I bis V

	2 Rd 4 h	2 Rd 6 h	3 Rd 4 h	Du 4 h	Ni 24 h	Gesamtverluste je Versuchsdurchgang (in %)
I	–	–	2,5 %	1,5 %	–	2,00 %
II	3,4 %	6,0 %	4,9 %	–	–	4,77 %
III	0,7 %	2,4 %	–	–	1,8 %	1,63 %
IV	3,8 %	–	–	4,4 %	2,0 %	3,40 %
V	–	3,0 %	–	–	–	3,00 %
Durchschnittl. Verlust (in %) je Tränkevariation	2,63 %	3,80 %	3,70 %	2,95 %	1,90 %	–

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

Ni = Nippel

5 DISKUSSION

5.1 Bestimmung der Gesamtkeimzahl im Tränkewasser

Durch verschiedene Entnahmezeiten an den Rundtränken sollte ein unmittelbarer Vergleich der ermittelten Gesamtkeimzahlen in Form eines Stundenprofils möglich gemacht werden. Die Proben, die direkt nach der Befüllung der Rundtränken mit frischem Wasser entnommen wurden, zeigten im Vergleich zu den Proben, die zwei bzw. vier Stunden später entnommen wurden, nur teilweise niedrigere Gesamtkeimzahlen. Die Gesamtkeimzahlen aus den Null-Stunden-Proben bewegten sich zwischen minimal 0 KbE/ml und maximal 7.000.000 KbE/ml. Tendenziell war dennoch festzustellen, dass die Gesamtkeimzahlen anstiegen, je länger das Tränkewasser in den Rundtränken stand. So wurden meist höhere Werte in den Zwei- und Vier-Stunden-Proben gefunden. Bei den Proben, die nach zwei Stunden entnommen wurden, lag insgesamt betrachtet die geringste Gesamtkeimzahl bei 300.000 KbE/ml, die höchste bei 10.000.000 KbE/ml. Die Werte der Vier-Stunden-Proben ergaben im Vergleich dazu minimal 100.000 KbE/ml und maximal 16.000.000 KbE/ml. In Versuchsdurchgang V wurden zusätzlich noch Sechs-Stunden-Proben aus den Rundtränken entnommen. Auch hier konnte ebenfalls keine durchgehend kontinuierliche Erhöhung der Gesamtkeimzahl im Vergleich zu zeitlich früher entnommenen Proben festgestellt werden. Die Werte in Versuchsdurchgang V lagen zwischen 5.000.000 KbE/ml und 68.000.000 KbE/ml. Dass manche zu einem späteren Zeitpunkt gezogene Proben einen geringeren Gesamtkeimgehalt aufwiesen als früher entnommene, lässt sich dadurch erklären, dass die Rundtränken, je nach Wasserverbrauch über eine Gewichtsfeder, automatisch mit frischem Wasser aufgefüllt wurden. Hierdurch fand eine Verdünnung der im Tränkewasser enthaltenen Keime statt. Ein weiteres Argument für die Abnahme des Gesamtkeimgehaltes war die zeitlich eingeschränkte Verfügbarkeit der Rundtränken. Nach dem unmittelbaren Herablassen der Rundtränken kam es meist zu einem starken Andrang an diesen. Mit der Zeit entstand möglicherweise bei den Enten eine gewisse Gewöhnung und das Interesse an den Rundtränken nahm ab. Dadurch kann es zu weniger Schmutzeintragungen im Tränkewasser gekommen sein.

Manz (2005), die in ihrer Studie ebenfalls ein Tränkewasser-Stundenprofil für die Rundtränken anfertigte, stellte ebenso, korrespondierend mit der Zeit, einen Keimanstieg fest. Dieser Keimanstieg war hingegen signifikanter als in diesen Untersuchungen. Da es ansonsten keinerlei vergleichbare Literaturangaben über ein derartig erstelltes Stundenprofil gibt, ist es schwer zu sagen, inwieweit diese Werte mit denen anderer Studien

übereinstimmen würden. In den Tränkewasseruntersuchungen von Knierim et al. (2004) bei Moschusenten wurde der Gesamtkeimgehalt ohne zeitlichen Verlauf aus Nippel- und Rundtränken über vier Versuchsdurchgänge hinweg bestimmt. Die Mittelwerte für den Gesamtkeimgehalt an den Rundtränken lagen hierbei in den ersten drei Lebenswochen der Enten bei 8.930.000 KbE/ml und sanken bis zur vierten bis zehnten Lebenswoche auf 1.484.000 KbE/ml. Die von Knierim et al. festgestellten höheren Keimzahlen an den Rundtränken zu Mastbeginn ließen sich auch in dieser Studie bestätigen. Eine mögliche Erklärung für höhere Keimzahlen zu Mastbeginn kann darin liegen, dass vor allem die jungen Enten häufig versuchen, in die Tränken zu gelangen; hierbei können Federn, Kot und Futterreste in das Tränkewasser gelangen (Knierim et al., 2004).

Bezüglich der Gesamtkeimzahlen an den Nippeltränken konnte ein deutlicher Unterschied zwischen Proben, die ausschließlich aus den Metallröhrchen gezogen wurden, und Proben, die sowohl aus den Metallröhrchen als auch aus den Auffangschalen entnommen wurden, festgestellt werden. In Durchgang III wurden zu Mastende in drei Abteilen die Proben direkt aus den Metallröhrchen genommen. Die hier ermittelten Gesamtkeimzahlen lagen, mit einer Ausnahme, alle bei 0 KbE/ml. Betrachtet man hingegen die insgesamt gemessenen Werte der anderen Nippeltränken-Proben, findet man hier die geringsten Werte zwar auch bei 0 KbE/ml, der höchste Wert liegt allerdings bei 109.000.000 KbE/ml in einer Probe. Da aber die Enten sowohl direkt aus den Metallröhrchen, als auch aus den Auffangschalen der Nippeltränken Wasser trinken, wurde in den Versuchsdurchgängen von beiden Tränkebestandteilen jeweils eine Sammelprobe entnommen. In den Untersuchungen von Knierim et al. (2004) variierten die Keimzahlen an den Nippeltränken ebenfalls sehr stark, wobei hier keine Proben aus den Auffangschalen entnommen wurden. Somit sind diese Ergebnisse mit denen vorliegender Studie nicht eindeutig vergleichbar.

Aus hygienischer Sicht stellten sich in dieser Studie Nippeltränken ohne Auffangschalen und Rundtränken, die gereinigt und mit frischem Wasser aufgefüllt wurden, als keimärmste Varianten dar.

5.2 Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae

Auch hier wiederum wurden die ermittelten Werte an Enterobacteriaceae dem Stundenprofil entsprechend betrachtet. Aus den Rundtränken, die direkt bei null Stunden beprobt wurden, ließen sich kaum Enterobacteriaceae nachweisen. Aus insgesamt 42 untersuchten Null-Stunden-Proben wurden nur bei fünf Proben Enterobacteriaceae gefunden. Hier lagen die Werte bei minimal 10.000 KbE/ml bis zu maximal 270.000 KbE/ml. Bei den Zwei-Stunden-Proben konnte ein ähnliches Ergebnis gefunden werden; hier wurden nur in Versuchsdurchgang III und V Enterobacteriaceae nachgewiesen, wobei sich die Werte zwischen 10.000 KbE/ml und 120.000 KbE/ml bewegten. Bei den Ergebnissen der Vier-Stunden-Proben und Sechs-Stunden-Proben überwiegen ebenfalls diejenigen, bei denen keinerlei Enterobacteriaceae gefunden werden konnten. Vergleichbare Literaturwerte mit der Erstellung eines Stundenprofils gibt es in dieser Form nicht. Die Enterobacteriaceae-Gehalte, die in den Untersuchungen von Knierim et al. (2004) in den Rundtränken zu Mastbeginn festgestellt wurden, lagen durchschnittlich bei 3.428.000 KbE/ml und somit deutlich höher als in vorliegender Studie. Jedoch geht hier kein Hinweis hervor, wie lange sich das Tränkewasser bereits in den Tränken zum Zeitpunkt der Probenentnahme befand.

An den Nippeltränken dagegen wurden im Vergleich zu den Rundtränken häufiger Enterobacteriaceae nachgewiesen. Von 58 untersuchten Tränkewasserproben wurden bei zehn Proben Enterobacteriaceae nachgewiesen, die ermittelten Werte lagen hierbei bei minimal 10.000 KbE/ml und maximal 6.600.000 KbE/ml. Diese teilweise hohen Werte an den Nippeltränken sind erklärbar, denn die Auffangschalen, die während eines Versuchsdurchganges nicht gereinigt wurden, waren häufig mit Futterresten, Federn und teilweise auch Kot verklebt. Knierim et al. (2004) entnahmen die Wasserproben nicht aus den Auffangschalen und stellten somit für Nippeltränken geringere Enterobacteriaceae-Gehalte fest.

Die Forderung von Müller und Schlenker (2003), dass das Wasser klar, geruchlos, geschmacklos und frei von gesundheitsschädlichen Beimengungen belebter und unbelebter Natur sein soll, wurde in dieser Studie nur teilweise erfüllt. Gezeigt werden konnte allerdings, dass die Kontamination des Tränkewassers mit bestandsspezifischen Mikroorganismen und damit ein Verlust der Trinkwasserqualität, nur an den Tränkeeinrichtungen im Tierstall entsteht (Müller und Schlenker, 2003). Bei den in Versuchsdurchgang I entnommenen Proben aus einer zu den Tränkesystemen führenden Wasserleitung und einem Wassersammeltank

wurden keinerlei Enterobacteriaceae gefunden, das Wasser hatte hier also noch Trinkwasserqualität.

5.3 Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen

Es konnten aus allen untersuchten Tränkevarianten Salmonellen isoliert werden. Insgesamt wurden in 23 Tränkewasserproben Salmonellen festgestellt, wobei hierbei insgesamt häufiger die Rundtränken als die Nippeltränken betroffen waren.

Die in dieser Studie aus dem Tränkewasser isolierten Salmonellen waren die Serovare *S. Typhimurium*, *S. Indiana* und *S. Kottbus*. *S. Typhimurium* wird von Rolle und Mayr (1993) als Haupterreger der Salmonellose bei Enten angesehen, und auch in der Studie von Tran et al. (2004) wurde dieses Serovar bei untersuchten Enten als das vorherrschende angesehen. Laut Blaha (1993) ist *S. Typhimurium* nicht spezialisiert, tritt endemisch auf und wird auf den Menschen ausschließlich über kontaminierte Lebensmittel übertragen.

Entgegen dieser Literaturangaben wurde jedoch in dieser Untersuchung nicht *S. Typhimurium* am häufigsten isoliert, sondern *S. Indiana*. *S. Indiana* wurde in 12 von insgesamt 23 Tränkewasserproben festgestellt. Dieses Ergebnis entspricht auch nicht dem von Manz (2005), die ebenfalls Tränkewasser bei Enten auf Salmonellen untersuchte und hierbei *S. Saintpaul* am häufigsten vorfand.

Mit Salmonellen infizierte Tiere, die klinische Symptome zeigen, sind in der Regel Entenküken, bei älteren Tieren verläuft die Infektion meist latent (Rolle und Mayr, 1993). Im Rahmen dieser Studie wurden von den Enten keinerlei Proben, wie zum Beispiel Kloakentupfer oder Kotproben, entnommen. Deswegen kann man nicht mit Sicherheit ausschließen, dass eventuell ältere Tiere latent infiziert waren, jedoch keine klinischen Symptome zeigten. Fraglich bleibt auch, wie viele Keime letztendlich im Tier selbst bzw. am Schlachtkörper zu finden sind. Durch die aus den Tränkewasserproben isolierten Salmonellen-Serovare lassen sich keine Rückschlüsse auf das Risiko für den Menschen ziehen, sich über Entenfleisch oder Enteneier zu infizieren. Durch eine ausreichende Aufklärung bezüglich Salmonellen dürfte dem Verbraucher klar sein, dass eine gründliche Durcherhitzung des Fleisches zu einer sicheren Abtötung von Salmonellen führt und dadurch das Risiko einer Infektion gleich null geht.

Bezüglich der verschiedenen Tränkevarianten konnte in dieser Studie festgestellt werden, dass das Auffüllen der Rundtränken mit frischem Wasser ebenso eine „keimarme“ Variante darstellt wie auch die Verwendung von Nippeltränken ohne Auffangschalen. Aus den Null-

Stunden-Tränkwasserproben der Rundtränken, die direkt nach der Befüllung dieser mit frischem Wasser gezogen wurden, konnte nur in einer Probe Salmonellen nachgewiesen werden; ebenso wurden in Tränkwasserproben an den Nippeltränken, die direkt aus den Metallröhrchen entnommen wurden, keinerlei Salmonellen nachgewiesen.

5.4 Schadgasmessung

In dieser Studie lagen die gemessenen Ammoniakwerte nur teilweise in dem von Tüller (1993) und Pingel (2000) geforderten Bereich von 10 ppm. Dieser Wert wird auch in den Bayerischen Mindestanforderungen an die Haltung von Pekingmastenten angegeben. Betrachtet man die gemessenen mittleren Ammoniakwerte für jeden Versuchsdurchgang getrennt, so wurden in Versuchsdurchgang I und V sowohl zu Mastbeginn als auch gegen Mastende 10 ppm nicht überschritten. In den anderen Versuchsdurchgängen jedoch lagen die mittleren Ammoniakgehalte im Stall zwischen minimal 9 ppm und maximal 15,5 ppm.

Eine dauerhafte Überschreitung von 20 ppm, wie sie bei Manz (2005) in ihren Messungen gegen Mastende zu finden war, konnte hier allerdings nicht festgestellt werden. Übereinstimmend mit Manz (2005) hingegen war die tendenzielle Erhöhung der Werte gegen Mastende. Dies lässt sich dadurch erklären, dass laut Pingel (2000) der Wassergehalt in frischem Entenkot mit 85 bis 90 % sehr hoch ist. Dadurch kommt es zu feuchter Einstreu und dies wiederum lässt die Luftfeuchtigkeit im Stall ansteigen. Zudem ist Ammoniak wasserlöslich und verteilt sich sehr leicht in feuchter Luft (Al Homidan et al., 2003; Pingel, 2000). Da die Tiere gegen Ende der Mast (im Vergleich zu Mastbeginn) eine größere Oberfläche haben, wird über diese vermehrt Wärme abgegeben und die Temperaturen im Stall steigen; dies wiederum beschleunigt die bakterielle Zersetzung der Stickstoffanteile im Kot (Al Homidan et al. 2003). Zudem tragen die Enten gerne Wasser im Schnabel aus den Tränken in die Einstreu bzw. zu ihren Futterplätzen und auch dadurch kommt es zu nasser Einstreu. Dass dadurch wiederum die Ammoniakwerte steigen, zeigt sich vor allem in Versuchsdurchgang III in dieser Studie. Hier befanden sich im Stall ausschließlich Nippeltränken, im Außenbereich gab es in vier der sechs Abteile zusätzlich noch Rundtränken. Da die Enten über eine Klappe vom Außenbereich in das Stallinnere gelangen und hierbei Tränkwasser im Schnabel aus den Rundtränken nach innen transportieren konnten, war die Einstreu in diesen Bereichen feuchter. Wie oben bereits erwähnt, beschleunigt feuchte Einstreu die Zersetzung des Kotes und damit die Entstehung von Ammoniak im Stall (Al Homidan et al., 2003). Somit lassen sich die höheren

Ammoniakwerte in den Abteilen mit Rundtränken im Außenbereich erklären. Bezüglich der an den verschiedenen Tränkevarianten gemessenen Werte im Stall lassen sich kaum Unterschiede zwischen diesen feststellen. Nippeltränken schnitten, in Bezug auf die Schadgassituation im Stall, nicht besser ab als die verwendeten offenen Tränken oder Duschen. Da jedoch die sechs Abteile räumlich nicht voneinander getrennt waren und sich so die Luft über alle Stallabteile verteilen konnte, war diesbezüglich kein anderes Ergebnis zu erwarten.

In den Stallungen wurde regelmäßig frisch eingestreut und die angebrachte Unterdrucklüftung sorgte stets für einen guten Umsatz der Stallluft. Die eingebauten Tränken befanden sich alle über Ablaufschächten, so dass überfließendes Wasser nicht in die Einstreu laufen konnte. Diesen Kriterien Rechnung tragend kann man sagen, dass hier die Voraussetzungen im Stall sehr gut waren; dennoch konnten die geforderten 10 ppm nicht immer eingehalten werden. Generell sollte in einem Entenmaststall auf ein gutes Einstreumanagement und eine adäquate Lüftung Wert gelegt werden.

5.5 Immunglobulin Y-Gehalt im Blutplasma

Wang (1998) stellte in seinen Untersuchungen fest, dass die IgY-Konzentration bei zwei Wochen alten Entenküken bei 1,15 mg/ml lag und fortlaufend bis zur zwölften Lebenswoche anstieg. In dieser Studie konnte der von Wang (1998) beschriebene, mit voranschreitendem Alter der Enten zunehmende, IgY-Konzentrationsanstieg im Blutplasma bestätigt werden. Die erste Blutentnahme bei den Tieren erfolgte zwischen dem 28.-30. Lebenstag, die zweite Blutentnahme fand zwischen dem 44.-47. Lebenstag statt. Die mittleren IgY-Gehalte im Blutplasma der Enten wurden jeweils für die einzelnen zur Verfügung stehenden Tränkekombinationen im Stall bzw. Außenstall berechnet. Hierbei fanden sich bei der ersten Blutentnahme zu Mastbeginn mittlere IgY-Werte zwischen 8,29 mg/ml an der Tränkekombination Nippel/Nippel, 8,40 mg/ml an der Kombination Nippel/Dusche und 8,00 mg/ml an der Tränkekombination Nippel/Rundtränke. Zu Mastende hingegen lagen die mittleren IgY-Werte zwischen 16,20 mg/ml an der Kombination Nippel/Nippel, 15,32 mg/ml an der Nippel/Dusche-Kombination und 14,07 mg/ml an der Nippel/Rundtränke-Kombination. Beim Vergleich der verschiedenen Tränkekombinationen hinsichtlich der IgY-Werte lässt sich kein signifikanter Unterschied zwischen diesen feststellen. Offene Tränken, wie die in dieser Studie verwendeten modifizierten Rundtränken, scheinen demnach keinen Einfluß auf die IgY-Werte zu nehmen und das Immunsystem zu beeinflussen. Wie auch Manz

(2005) feststellte, erhöhten sich die IgY-Konzentrationen zu Mastende. Dieser IgY-Konzentrationsanstieg zu Mastende lässt sich dadurch erklären, dass mit zunehmendem Alter der Enten der Spiegel an maternalen Antikörpern sinkt, das körpereigene Immunsystem aufgebaut wird und ein reger Antigenkontakt statt findet. Bestimmt wurden die IgY-Gehalte nach dem Prinzip von Erhard et al. (1992) mittels neu entwickeltem Sandwich-ELISA. Bei dieser Nachweismethode ist davon auszugehen, dass sowohl das 7,8S IgY, als auch das 5,7S IgY im Blutplasma nachgewiesen werden können. Dies wiederum könnte ebenfalls eine Erklärung für die höheren IgY-Werte im Blutplasma zu Mastende sein.

5.5.1 Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Blutplasma und dem Gesamtkeimgehalt im Tränkewasser

Die ermittelten Gesamtkeimzahlen der Rundtränken korrelierten zu Mastanfang hochsignifikant negativ, zu Mastende signifikant negativ mit den IgY-Gehalten im Blutplasma (Mastanfang: $r = -0,623$, $p = 0,003$; $n = 21$; Mastende: $r = -0,445$, $p = 0,043$; $n = 21$). Je höher folglich die Belastung durch die Gesamtkeimmenge im Tränkewasser der Rundtränken, desto niedriger der IgY-Gehalt im Blutplasma der Enten. Dies deutet darauf hin, dass die Tiere durch die hohe Keimbelastung im Tränkewasser kaum beeinträchtigt werden und vielmehr eine stallspezifische Immunität entwickeln. Dieses Ergebnis steht im Gegensatz zu dem Ergebnis von Manz (2005), die keinen signifikanten Zusammenhang zwischen diesen beiden Parametern feststellte. Bei der Interpretation dieser Korrelation ist jedoch noch zu bedenken, dass sich die IgY-Werte im Blutplasma der Enten, unabhängig von den ihnen zur Verfügung stehenden verschiedenen Tränkevarianten, stets zu Mastende hin erhöhten. Wang (1998) stellte ebenso bis zur zwölften Lebenswoche der Tiere eine kontinuierliche IgY-Zunahme im Blutplasma fest. Die Gesamtkeimmenge des Tränkewassers an den Nippeltränken korreliert weder zu Mastanfang noch zu Mastende mit den IgY-Werten (Mastanfang: $r = 0,030$, $p = 0,827$, $n = 21$; Mastende: $r = -0,113$, $p = 0,391$, $n = 30$). Abschließend lässt sich feststellen, dass demnach kein bedeutender Zusammenhang zwischen den verwendeten unterschiedlichen Tränkevarianten und dem Immunsystem der Enten besteht. Vergleicht man die mittleren IgY-Werte der Enten mit den dazugehörigen Tränkekombinationen, zeigen sich keine deutlich erkennbaren Unterschiede zwischen diesen.

5.5.2 Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Blutplasma und der Ammoniakkonzentration im Stall

Ein bedeutender Zusammenhang zwischen diesen beiden Parametern konnte hier nicht nachgewiesen werden. IgY- und Ammoniakkonzentration korrelierten nicht miteinander. (Mastanfänger: $r = 0,256$, $p = 0,172$, $n = 30$; Mastende: $r = 0,287$, $p = 0,126$, $n = 30$). Tendenziell stiegen in den fünf Versuchsdurchgängen gegen Mastende sowohl die Ammoniakwerte im Stall, als auch die IgY-Gehalte im Blutplasma. Demnach lässt sich aus diesem Ergebnis nicht wie bei Manz (2005) schließen, dass erhöhte Ammoniakkonzentrationen im Stall Einfluß auf das Immunsystem der Enten nehmen. Ammoniak belastet vor allem die feuchten äußeren Schleimhäute und den Atmungsstrakt (Hartung, 1990).

5.6 Mortalität

Die Mortalität lag in allen fünf Versuchsdurchgängen unter 5 %. Dieses Ergebnis ist im Vergleich zu großen Mastbetrieben, in denen die Sterblichkeitsrate oft höher liegt, als sehr gut zu bewerten. Vergleicht man alle fünf Durchgänge miteinander, so waren die größten Tierverluste in Versuchsdurchgang II (Mortalität 4,77 %; eingestellte Tiere: 1152) zu verzeichnen. In dieser Studie wurden die Haltungsbedingungen für die Enten durch Verwendung von offenen Rundtränken bzw. Duschen und durch Zugang zu Frischluft in überdachten Außenbereichen verbessert. Der damit erzielte gute Gesundheitszustand der Tiere spiegelt sich in der geringen Mortalität wider.

5.7 Schlussfolgerung

Keine in dieser Studie auf Gesamtkeimzahl und Enterobacteriaceae-Gehalt im Tränkewasser untersuchte Tränkevariante konnte kontinuierlich über alle Versuchsdurchgänge hinweg die häufig für landwirtschaftliche Nutztiere geforderte Trinkwasserqualität aufweisen. Gezeigt werden konnte allerdings, dass sich der Verlust der Trinkwasserqualität meist erst im Stall an den Tränken vollzieht; in den in dieser Studie beprobten, zu den Tränken führenden Wasserleitungen und Wasservorlaufbehältern, konnten keinerlei Keime nachgewiesen.

Vergleicht man die verwendeten Nippeltränken mit den offenen Rundtränken, zeigen sich keine signifikanten Unterschiede zwischen diesen beiden Systemen hinsichtlich der

Tränkewasserhygiene. Als keimärmste Tränkvariante stellten sich Nippeltränken dar, die ohne ihre dazugehörigen Wasser-Auffangschalen untersucht wurden. Die Tränkewasserproben der Rundtränken, die zu unterschiedlichen Zeiten entnommen wurden, zeigten keinen deutlichen Trend hinsichtlich der Zunahme an Gesamtkeimen im zeitlichen Verlauf. Die teilweise hohen Gesamtkeimzahlen und Enterobacteriaceae-Gehalte im Tränkewasser scheinen keinen deutlich nachteiligen Einfluß auf die Tiergesundheit zu haben. Aus beiden verwendeten Tränkesystemen konnten Salmonellen isoliert werden, wobei hierbei die Rundtränken häufiger betroffen waren als die Nippeltränken. S.Indiana war das vorherrschende Serovar. Die Tiere zeigten jedoch keine klinischen Anzeichen einer Salmonelleninfektion.

Tendenziell stiegen zu Mastende sowohl die Ammoniakkonzentrationen im Stall als auch die IgY-Werte im Blutplasma. Hier zeigte sich keine Korrelation zwischen diesen beiden Parametern. An keiner der verschiedenen Tränkekombinationen konnte ein deutlich höherer oder niedrigerer Ammoniakwert als bei anderen gemessen werden. Folglich lässt sich keine Aussage darüber machen, welche Tränkekombination für eine geringe Ammoniakentstehung im Stall günstig ist. Es sei hier wiederholt darauf hingewiesen, dass sich alle sechs Stallabteile räumlich nicht voneinander getrennt waren und sich somit die Stallluft über alle Abteile verteilen konnte.

Nach dem Stand dieser Studie scheinen die hohen Keimzahlen den Tieren nicht zu schaden; somit kann man offene Tränkesysteme, wie zum Beispiel die in dieser Studie verwendeten modifizierten Rundtränken (nach Heyn und Erhard), durchaus für die Praxis empfehlen. Durch den zeitlich begrenzten Zugang lässt sich teilweise die Keimbelastung für die Tiere senken, in jedem Fall jedoch der Wasserverbrauch und damit auch die Kosten für den Halter dezimieren.

6 ZUSAMMENFASSUNG

In dieser Studie wurden Untersuchungen zu einer tierfreundlichen Wasserversorgung von Pekingmastenten unter hygienischen Aspekten durchgeführt.

Insgesamt fanden fünf Versuchsdurchgänge statt. In den Versuchsdurchgängen I, II und V waren die Cherry-Valley-Pekingenten in sechs Abteilen zu je 192 Tieren untergebracht; in Versuchsdurchgang III und IV waren es 226 Tiere pro Abteil. In den Versuchsdurchgängen II, III und IV konnten die Tiere zusätzlich zum Stall einen überdachten Außenbereich nutzen. Da sich durch den Außenbereich die Gesamtnutzungsfläche vergrößerte, wurden in Versuchsdurchgang III und IV mehr Tiere (226) pro Abteil eingestallt. Die Mastdauer betrug 44 bis 47 Tage.

In diesen fünf Versuchsdurchgängen stand vor allem die Erprobung von offenen Tränken in Form von Rundtränken, sowie der Einbau von Duschen als Badeersatzmöglichkeit, im Vordergrund. Die Duschen kamen nur in den Versuchsdurchgängen I und IV zum Einsatz. In allen Versuchsdurchgängen wurden Nippeltränken und Rundtränken als Tränkevarianten verwendet. Um bei den Rundtränken den Wasserverbrauch und die Tränkewasserhygiene zu optimieren, wurde die Anzahl der Rundtränken ebenso variiert wie auch ihre zeitliche Verfügbarkeit.

Es wurden in jedem Versuchsdurchgang zu Mastbeginn (28.- 30. Masttag) und zu Mastende (41.- 45. Masttag) aus den angebotenen Tränkevarianten Wasserproben entnommen und diese mikrobiologisch auf Gesamtkeimzahl, Enterobacteriaceae-Gehalte, sowie zusätzlich noch qualitativ auf Salmonellen untersucht. Außerdem erfolgten Blutentnahmen zur Bestimmung des IgY-Gehaltes im Plasma, sowie Messungen zur Bestimmung des Ammoniakgehaltes im Stall.

Es wurden bei der quantitativen Bestimmung der durchschnittlichen Gesamtkeimzahlen sowie der durchschnittlichen Enterobacteriaceae-Gehalte für die jeweiligen Tränkewasser-Proben zu Mastbeginn höhere Werte gemessen als zu Mastende. Betrachtet man die Medianwerte der Gesamtkeimgehalte, so lagen diese an den Nippeltränken zwischen 165.000 KbE/ml und 980.000 KbE/ml zu Mastanfang und zwischen 260.000 KbE/ml und 705.000 KbE/ml zu Mastende. An den Rundtränken hingegen bewegten sich die medianen Werte zu Beginn der Mast zwischen 415.000 KbE/ml und 16.800.000 KbE/ml und am Ende der Mast zwischen 72.500 KbE/ml und 3.075.000 KbE/ml.

Viele der untersuchten Tränkewasser-Proben waren frei von Enterobacteriaceae, die medianen Werte derjenigen Proben, in denen Enterobacteriaceae nachgewiesen werden konnten, lagen zwischen 25.000 KbE/ml und 75.000 KbE/ml.

Bei der qualitativen Untersuchung des Tränkewassers auf Salmonellen konnten sowohl aus den Tränkewasserproben der Nippeltränken, als auch aus den Proben der Rundtränken, Salmonellen isoliert werden. Hierbei stellte S.Indiana das am häufigsten isolierte Serovar dar. Die gemessenen durchschnittlichen Schadgaskonzentrationen lagen zu Mastbeginn an den Nippeltränken bei 10,10 ppm, an den Duschen bei 9,40 ppm und an den Rundtränken bei 6,82 ppm. Gegen Mastende erhöhten sich die Werte an den Nippeltränken auf 10,99 ppm, an den Duschen auf 10,90 ppm und an den Rundtränken auf 7,14 ppm.

Die durchschnittlichen IgY-Gehalte im Blutplasma betragen zu Mastbeginn zwischen 5,66 mg/ml und 12,45 mg/ml, zu Mastende lagen sie durchschnittlich zwischen 9,92 mg/ml und 18,11 mg/ml. Tendenziell zeigte sich im Blutplasma mit zunehmenden Alter der Tiere eine Erhöhung der IgY-Werte. Die Mortalität lag in allen fünf Versuchsdurchgängen unter 5 %.

Aus hygienischer Sicht kann festgestellt werden, dass offene Tränken in Form von Rundtränken, die zeitlich begrenzt angeboten und regelmäßig gereinigt werden, sich als Alternative zu Nippeltränken anbieten, da sich die Keimbelastung der Tiere bei unterschiedlichen Tränkevarianten nicht wesentlich unterschied und keine negativen Einflüsse der Rundtränken auf die Tiergesundheit festgestellt werden konnten.

7 SUMMARY

Analysis on alternative options in the supply of water to Peking Ducks in consideration of hygienic aspects

In this study several analysis to ensure an animal-friendly water supply for Peking Mast-Ducks while considering hygienic aspects have been executed.

In total five runs of the experiment were executed. During the runs I, II and V, the Cherry-Valley-Peking Ducks were accommodated in six compartments with 192 animals each, in run III and IV the number of animals per compartment was 226. During the runs II, III and IV a covered outside area was additionally available which increased the total area. Therefore the number of animals per compartment in the runs III und IV was exceeded. The duration of the mast added up to 44 to 47 days.

The most important aspects during the runs were the test of open drinking troughs (roundly shaped) as well as the installation of showers as a bathing replacement. The showers were only used in the runs I and IV. Nipple drinking troughs and roundly shaped troughs were applied as drinking alternatives during all runs. In order to optimize the water consumption and the drinking trough water hygiene, the number of roundly shaped troughs and their temporal availability varied.

In every run, water samples out of the offered drinking trough variants were taken at the beginning (28th to 30th mast day) and at the end (41st to 45th mast day) of fattening and microbiologically analyzed on Enterobacteriaceae concentration, total number of germs as well as on salmonellae in a qualitative analysis. Furthermore blood withdrawals for the determination of the IgY concentration in the plasma as well as measurements of the ammoniac concentration in the stable were carried out.

In the quantitative determination of the average total number of germs and of the Enterobacteriaceae concentration for the respective drinking troughs water samples, the values at the beginning of fattening were higher than at the end of fattening. Considering the median of the total number of all determined values, the values for the nipple trouhgs ranged from 165.000 KbE/ml to 980.000 KbE/ml at the beginning of fattening and from 260.000 KbE/ml to 705.000 kbE/ml at the end of fattening. The median of the roundly-shaped trough however ranged from 415.000 KbE/ml to 16.800.000 KbE/ml at the beginning and from 72.500 kbE/ml to 3.075.000 KbE/ml at the end of fattening.

A lot of the analysed drinking water samples were free of Enterobacteriaceae. The median of those samples which included Enterobacteriaceae varied between 25.000 KbE/ml and 75.000 KbE/ml.

During the qualitative analysis of the trough water, salmonellae could be isolated out of the drinking water samples of the roundly shaped troughs as well as of the nipple troughs. In this study S.Indiana represented the most commonly isolated serovar.

The average corrosive gas concentration was measured with 10,10 ppm at the nipple troughs, 9,40 ppm at the showers and 9,40 ppm at the roundly shaped troughs at the beginning of fattening. At the end of fattening the values increased to 10,99 ppm at the nipple troughs, to 10,90 ppm at the showers and to 7,14 ppm at the roundly shaped troughs.

The average IgY concentration in the blood plasma at the beginning of fattening added up to 5,66 mg/ml to 12,45 mg/ml and to 9,92 mg/ml to 18,11 mg/ml at the end of fattening. Generally a higher concentration of the of IgY values in the blood plasma of older animals were detected. The mortality was less than 5 % during the total five runs.

From a hygienic point of view it can be asserted that open drinking troughs in the form of roundly shaped troughs, which are offered temporary and cleaned on a regular basis, are an alternative to nipple troughs as the germ exposure of the animals did not considerably differ from varied trough versions and no negative influence of the roundly shaped troughs on the health of the animals could be detected.

8 LITERATURVERZEICHNIS

Al Homidan A, Robertson JF, Petchey AM (2003)

Review of the effect of ammonia and dust concentrations on broiler performance

World's Poultry Sci 39: 9-10

Benecke N (1954)

Der Mensch und seine Haustiere: die Geschichte einer jahrtausendealten Beziehung

Stuttgart: Theiss, 1994, ISBN 3806211051

Bessei W, Reiter K (1998)

Tiergerechte Haltung von Mastenten

DGS 18: 46-48

Blahá T (1993)

Die Ausbreitungsdynamik von Salmonellen in Tierbeständen

Dtsch Tierärztl Wschr 100: 278-280

Blobel H, Schliesser T (1981)

Salmonella

In: Blobel H und Schliesser T (Hrsg.): Handbuch der bakteriellen Infektionen bei Tieren

Band 3, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 344-451

BMELF- Bericht (1997)

Bericht der Sachverständigenkommission des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft

und Forsten (1997): Artgemäße und verhaltensgerechte Entenmast

Bockemühl J (1992)

Enterobacteriaceae

In: Burkhardt F (Hrsg.): Mikrobiologische Diagnostik

Georg Thieme Verlag, Stuttgart- New York, 138-141

Brenner FW, Villar RG, Angulo FJ, Tauxe R, Swaminathan B (2000)

Salmonella nomenclature

J. Clin. Microbiol. 38, 2465-2467

Brinkmann J, Rausch R, Lammers HJ (1990)

Leitfaden für die Flugentenmast

DGS 14: 395-399

Cooper JJ, McAfee LM, Skinn H (2001)

Nipples, bells and troughs: the aquatic requirements of domestic ducklings

In: Garner JP, Mench JA, Keekin SP (Hrsg.). 35. Proc. 35th int. Congr. Int. Soc. Appl. Ethol.,

Davis, USA, S. 177

DLG

Deutsche Landwirtschafts- Gesellschaft e.V. (2000)

Entenmast

DLG-Merkblatt 292

Fölsch DW, Simantke C (2002)

Wasserbedarf von Pekingenten bei der Stallmast

Gutachten der Universität Kassel und des Vereins Beratung Artgerechte Tierhaltung

Grimont PAD, Grimont F, Bouvet P (2000)

Taxonomy of the Genus Salmonella

In: Wray C, Wray A (eds): Salmonella in diagnostic Animals

CABI Publishing, Oxon, New York, 157-167, ISBN 0-85199-261-7

Hallmann L, Burkhardt F (1974)

Familie: Enterobacteriaceae

In: Hallmann L & Burkhardt F (Hrsg.): Klinische Mikrobiologie. 4. neubearb. Auflage,

Georg Thieme Verlag, Stuttgart, 92- 134

Hartung J (1990)

Ammoniak in der Umwelt

Gemeinsames Symposium von KTBL und VDI in der FAL Braunschweig, Okt. 90,

Landwirtschaftsverlag GmbH, Münster, 10-12: 14.4- 14.11

Higgins DA, Warr GW (1993)

Duck immunoglobulins: structure, functions and molecular genetics

Avian Pathology 22: 211- 236

Jones YE, McLaren I, Wray C (2000)

Laboratory Aspects of Salmonella

In: Wray C, Wray A (eds.). Salmonella in diagnostic Animals

CABI Publishing, Oxon, New York, 157-167, ISBN 0-85199-261-7

Kaspers B (1989)

Untersuchungen zur Übertragung maternaler Immunglobuline und zur Ontogenese der Immunglobulinsynthese beim Haushuhn

Diss. vet. med. München

Knierim U, Bulheller MA, Kuhnt K, Briese A, Hartung J (2004)

Wasserangebot für Enten bei Stallhaltung- Ein Überblick aufgrund der Literatur und eigener Erfahrungen

Dtsch Tierärztl Wschr 111: 115-118

Koolos JGM, Zweers GA (1989)

Mechanics of drinking in the mallard

J Morphol 199: 327-347

Leslie GA, Clem LW (1969)

Phyogeny of immunoglobulin structure and function. III. Immunglobulines of the chicken

J Exp Med 130: 1337- 1352

Liu SS, Higgins DA (1990)

Yolk- sac transmission and posthatching ontogeny of serum immunoglobulins in the duck (Anas platyrhynchos)

Comp Biochem Physiol, 97B: 637- 644

Manz (2005)

Tiergerechte Wasserversorgung von Pekingtonen unter Berücksichtigung hygienischer Aspekte

Diss. vet. med. München

Matthes S (1992)

Salmonella- Infektionen

In: Heider, G und Monreal G (Hrsg.): Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels: ein Handbuch für Wissenschaft und Praxis, Bd.2. Spezieller Teil 2, 110- 119, 1992.

Gustav Fischer Verlag Jena- Stuttgart, ISBN 3-334-60349-0

Mayr A (2002)

Grundlagen der Allgemeinen Medizinischen Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre

In: Mayr A (Hrsg.). Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre

Enke Verlag, Stuttgart, 1-62, ISBN 3-7773-1795-0

McKinney F (1965)

The comfort movements of Anatida Behaviour 25, 120-220.

Zit. In: Blotzheim, U G und Bauer K : Handbuch der Vögel Mitteleuropas. Band 2.

Anseriformes (Teil 1), 2., durchges. Aufl. 1990, AULA- Verlag GmbH Wiesbaden

McKinney F (1975)

The behaviour of ducks

In: Hafez, E.S.E. (ed). The behaviour of domestic animals, Bailliere Tindall, London

Mehner A, Hartfiel W (1983)

Handbuch der Geflügelphysiologie, Teil 1 und 2

S. Karger, Basel, München, Paris, London, New York, Tokyo, Sydney

Merck KgaA (Version 21-01-2003)

In vitro diagnosticum: Salmonella- Anreicherungsbouillon nach Rappaport

Darmstadt, Germany

<http://pb.merck.de/servlet/PB/show/112630/bz110236d.pdf>.

Müller W, Schlenker G (2003)

Kompendium der Tierhygiene

Berlin: Lehmanns Media- LOB.de, 2003, ISBN 3-936427-29-1

Neumann U, Kaleta EF (1992)

Immunsystem und Immunreaktionen

In: Heider G, Monreal M (Hrsg.): Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels, Band 1.

Allgemeiner Teil und Spezieller Teil 1, 1992, 159-175

Gustav Fischer Verlag Jena- Stuttgart, ISBN 3-334-60347-4

Ng PLK, Higgins DA (1986)

Bile immunoglobulin of the duck (*Anas platyrhynchos*). I. Preliminary characterization and ontogeny

Immunology 58: 323- 237

Pingel H (1989)

Die Hausenten

Ziemsen Verlag, Wittenberg, ISBN 3-7403-0168-6

Pingel H (2000)

Enten und Gänse

Verlag Eugen Ulmer Stuttgart, ISBN 3-8001-3156-0

Pingel H (2002)

Tiergerechte Haltung von Enten

In: Methling W, Unshelm J (Hrsg.): Umwelt- und tiergerechte Haltung

Parey Buchverlag Berlin, 425-34

Propoff MY, Le Minor L (1997)

Antigenic formulas of the *Salmonella* serovars, 7th revision

World Health Organization Collaborating Centre for Reference and Research on *Salmonella*

Institut Pasteur, Paris

Price JI , Brunner D, Dougherty (1962)

Avian Dis. 6: 145-147

Qiang Fang (2002)

Beschleunigter Nachweis von Salmoellenen in Lebensmitteln durch Fluoreszenz In Situ Hybridisierung (FISH) mit 23S rRNA Sonden
Inaugural Dissertation, Universität Tübingen

Reiter K, Pingel H, Laube RB (1991)

Nutzung von Parametern des Futteraufnahme- und Trinkverhaltens für die verhaltensgerechte Gestaltung von Haltungsfaktoren bei Enten
Symposium, Nitra, Slowakei, 10.-12.06.1991, 124

Reiter K (1993)

Untersuchungen zum Futteraufnahme- und Wasseraufnahmeverhalten als Grundlage der Trog- und Tränkegestaltung bei Enten
In: KTBL- Schrift: Aktuelle Arbeiten zur artgemäßen Tierhaltung 1992, Darmstadt, 213- 224

Reiter K (1997)

Das Verhalten von Enten (*Anas platyrhynchos f. domestica*)
Arch Geflügelk 61(4): 149-161

Reiter K (2001)

Investigations of bathing and comfort behaviour in ducks
Proc. International Workshop on Waterfowl, Halle/ Wermsdorf, 54- 56

Reiter K (2003)

Tiergerechte Haltung von Wassergeflügel
Informationsblatt Nutztierhaltung 1/03
Vortrag vom 4. April 2003, IGN

Robert Koch Institut (2002)

Salmonellen

Erstveröffentlichung im Bundesgesundheitsblatt 01/1997

http://www.rki.de/cln_011/nn_225576/DE/Content/InfAZ/S/Salmonellose/Salmonellose.html

(Datum des Zugriffs 17.10.05)

Rolle M, Mayr A (1993)

Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre
6. Auflage, Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, ISBN 3-432-84686-X

Rolle M, Mayr A (2002)

Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre
7. Auflage, Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart, ISBN 3-77731795-0

Scholtyssek S, Doll P (1978)

Nutz- und Ziergeflügel
Verlag Eugen Ulmer Stuttgart, ISBN 3-8001-4331-3

Selbitz HJ (1992)

Lehrbuch der veterinärmedizinischen Bakteriologie
Fischer Verlag, Jena- Stuttgart, ISBN 3-334-60351-2

Selbitz HJ, Kleer J, Sinell, HJ, Sziegoleit A (1995)

Das Salmonellen- Problem: Salmonellen als Erreger von Tierseuchen und Zoonosen
Fischer Verlag, Jena- Stuttgart, ISBN 3-334-60909-X

Tran TP, Akiba M, Hayashidani H, Ly LK, Nguyen TT, Ogasawara N, Okatani A, Shinoda D
(2004)

Prevalence of Salmonella spp. in Pigs, Chickens and Ducks in the Mekong Delta, Vietnam.
J. Vet. Med. Sci. 66 (8): 1011-1014

Tüller R (1993)

Haltungssysteme für Sondergeflügel (IV): Enten
DGS 16: 7-8

Unanue E, Dixon FJ (1965)

Experimental glomerulonephritis V. Studies on the interaction of nephrotoxic antibodies with
tissues of the rat
J Exp Med 12: 697- 714

Waltmann WD (2000)

Methods for the Cultural Isolation of Salmonella

In: Wray C, Wray A (eds.) Salmonella in Domestic Animals

CABI Publishing, Oxon, New York, 355-372, ISBN 0-85199-261-7

Wang J (1998)

Untersuchung zur Entwicklung zellulärer und humoraler Immunreaktionen bei Enten (*Anas platyrhynchos*)

Hannover, Tierärztliche Hochschule, Dissertation

Warr GW, Magor KE, Higgins DA (1995)

IgY: clues to the origins of modern antibodies

Immunol. Today 16 (8): 392- 298

Weidmann G (1956)

Zum Wasserbaden am Ersatzobjekt bei adulten Moschusenten

Ornithologische Mitteilungen 32, 237-238

Willinger H (1992)

Enterobacteriaceae- Infektionen

In: Heider G und Monreal G (Hrsg.): Krankheiten des Wirtschaftsgeflügels: Ein Handbuch für Wissenschaft und Praxis, Bd.2

Gustav Fischer Verlag Jena- Stuttgart, Spezieller Teil-2, 97-98, ISBN 3-334-60349-0

RECHTSTEXTE UND FREIWILLIGE VEREINBARUNG

Empfehlung in Bezug auf Pekingenten (*Anas platyrhynchos*), angenommen am 22. Juni 1999. Erste Bekanntmachung der deutschen Übersetzung von Empfehlungen des Ständigen Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen vom 7. Februar 2000.

Vereinbarung über die Mindestanforderungen an die Haltung von Pekingmastenten zwischen dem Bayerischen Staatsministerium für Umwelt, Gesundheit und Verbraucherschutz, dem Staatsministerium für Landwirtschaft und Forsten und dem Landesverband der Bayerischen Geflügelwirtschaft (2003).

Deutsches Tierschutzgesetz vom 21. Juni 2005 (BGBl. I)

TABELLARISCHER ANHANG

Tabelle 39: Mittlere Ammoniakkonzentration (in ppm) der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastbeginn, aufgeteilt nach den Messpunkten an den verschiedenen Tränkevarianten.

NH ₃	Nippeltränke	Dusche	Rundtränke
AMW	10,10	9,40	6,82
SEM	0,47	1,04	0,79
Standardabweichung	4,45	3,29	3,69
Anzahl (n)	88	10	22
GMW	9,00	8,76	5,82

Tabelle 40: Mittlere Ammoniakkonzentration (in ppm) der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastende, aufgeteilt nach den Messpunkten an den verschiedenen Tränkevarianten.

NH ₃	Nippeltränke	Dusche	Rundtränke
AMW	10,99	10,90	7,14
SEM	0,49	0,89	0,82
Standardabweichung	4,60	2,81	3,85
Anzahl (n)	88	10	22
GMW	9,60	10,50	5,94

Tabelle 41: Mittlerer IgY- Gehalt (in mg/ml) der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastbeginn, aufgeteilt nach den verschiedenen Tränkekombinationen und Zugangszeiten.

IgY	Ni/Ni	Ni/Du	Ni/Rd (2, 4 h)	Ni/Rd (3, 4 h)	Ni/Rd (2, 6 h)
AMW	8,29	8,40	9,04	6,85	7,94
SEM	0,35	0,46	0,32	0,45	0,61
Standardabweichung	2,72	3,98	4,21	3,33	4,07
Anzahl (n)	60	75	90	75	155
GMW	7,86	7,62	8,20	6,08	6,98

Tabelle 42: Mittlerer IgY- Gehalt (in mg/ml) der Versuchsdurchgänge I bis V zu Mastende, aufgeteilt nach den verschiedenen Tränkekombinationen und Zugangszeiten.

IgY	Ni/Ni	Ni/Du	Ni/Rd (2, 4 h)	Ni/Rd (3, 4 h)	Ni/Rd (2, 6 h)
AMW	16,20	15,32	13,63	15,48	13,28
SEM	0,36	0,67	0,62	0,42	0,39
Standardabweichung	2,78	5,84	4,73	6,54	3,79
Anzahl (n)	60	75	90	75	155
GMW	15,92	14,19	12,80	13,97	12,73

Tabelle 43: Zusammenfassende Darstellung der Schadgasmessung und der quantitativen Tränkewasseruntersuchung in Versuchsdurchgang I

Versuchsdurchgang I

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni	Rd (3)	Ni	Du	Ni	Rd (3)	Ni	Du	Ni	Rd (3)	Ni	Du
Zugang	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	4 h

Tränkungszeiten: Duschen und Rundtränken zugänglich für vier Stunden

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Mastbeginn

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Seite	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	3	1	3	4	4	7	6	8	7	10	5	10
Tränke	2	2	2	5	4	7	6	8	7	9	4	9
Rampe	3	2	0	6	5	7	4	11	8	11	6	10
Mitte	2	3	4	4	12	12	8	8	16	17	9	13
AMW	2,50	2,00	2,25	4,75	6,25	8,25	6,00	8,75	9,50	11,75	6,00	10,50

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 72 h, 0 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	2		136	6	k.K.	980.000
Ni (24 h)	4		99	25	k.K.	1.745.000
Ni (24 h)	6		n.a.	54	k.K.	5.400.000
Rd (3, 4h)	1	72 h	k.K.	k.K.	36	36.000.000
Rd (3, 4h)	3	72 h	n.a.	33	k.K.	3.300.000
Rd (3, 4h)	5	72 h	n.a.	149	k.K.	14.900.000
Rd (3, 4h)	1	0 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (3, 4h)	3	0 h	n.a.	52	k.K.	5.200.000
Rd (3, 4h)	5	0 h	140	n.v.	k.K.	1.400.000
Rd (3, 4h)	1	4 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (3, 4h)	3	4 h	10	k.K.	k.K.	100.000
Rd (3, 4h)	5	4 h	23	k.K.	k.K.	230.000
Wassertank			1	k.K.	k.K.	10.000
Wasserleitung			k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 72 h, 0 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	2		1	k.K.	k.K.	10.000
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (3, 4 h)	1	72 h	90.	21	k.K.	1.500.000
Rd (3, 4 h)	3	72 h	k.K.	7	k.K.	700.000
Rd (3, 4 h)	5	72 h	4	k.K.	k.K.	40.000
Rd (3, 4 h)	1	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	0 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (3, 4 h)	5	0 h	15	3	k.K.	225.000
Rd (3, 4 h)	1	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	4 h	4	k.K.	k.K.	40.000
Rd (3, 4 h)	5	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Wassertank			k.K.	k.K.	k.K.	0
Wasserleitung			k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Mastende

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	2	2	3	7	4	8	7	10	6	10	5	11
Tränke	3	1	3	6	5	8	7	9	8	9	5	11
Rampe	4	2	0	8	5	8	5	7	9	11	6	11
Mitte	3	4	4	5	14	14	9	9	18	19	10	14
AMW	3,00	2,25	2,50	6,50	7,00	9,50	7,00	8,75	10,25	12,25	6,50	11,75

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	2		n.a.	n.a.	4	4.000.000
Ni (24 h)	4		128	7	k.K.	990.000
Ni (24 h)	6		n.a.	78	7	7.400.000
Rd (3, 4 h)	1	0 h	34	1	k.K.	220.000
Rd (3, 4 h)	3	0 h	41	k.K.	k.K.	410.000
Rd (3, 4 h)	5	0 h	n.a.	24	k.K.	2.400.000
Rd (3, 4 h)	1	2 h	85	5	k.K.	675.000
Rd (3, 4 h)	3	2 h	93	k.K.	k.K.	930.000
Rd (3, 4 h)	5	2 h	n.a.	34	k.K.	3.400.000
Rd (3, 4 h)	1	4 h	n.a.	27	k.K.	2.700.000
Rd (3, 4 h)	3	4 h	33	1	k.K.	215.000
Rd (3, 4 h)	5	4 h	35	1	k.K.	225.000
Wassertank			k.K.	k.K.	k.K.	0
Wasserleitung			k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	2		3	k.K.	k.K.	30.000
Ni (24 h)	4		4	k.K.	k.K.	40.000
Ni (24 h)	6		2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (3, 4 h)	1	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	1	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	5	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	1	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	5	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Wassertank			k.K.	k.K.	k.K.	0
Wasserleitung			k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Tabelle 44: Zusammenfassende Darstellung der Ergebnisse der IgY- Messung (in mg/ml) des Plasmas in Versuchsdurchgang I, jeweils am Anfang und Ende der Mast

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni/Rd (3, 4 h)		Ni/Du		Ni/Rd (3, 4 h)		Ni/Du		Ni/Rd (3, 4 h)		Ni/Du	
Tier	Tag 28	Tag 44	Tag 28	Tag 44	Tag 28	Tag 44	Tag 28	Tag 44	Tag 28	Tag 44	Tag 28	Tag 44
1	3,18	10,32	6,53	16,20	1,78	21,44	5,98	12,52	3,91	7,68	4,17	28,68
2	2,71	21,77	4,41	5,01	1,34	7,08	6,83	21,92	3,40	18,54	4,98	19,15
3	4,85	22,14	6,32	12,75	5,29	13,66	6,11	18,90	3,64	24,50	4,24	12,03
4	3,88	17,92	5,34	6,64	3,01	12,21	6,59	18,55	8,97	14,16	5,01	13,48
5	5,63	17,48	5,81	15,06	5,39	16,81	5,93	13,43	4,12	31,31	8,03	13,26
6	2,37	14,78	6,23	5,59	3,58	7,68	5,98	12,01	5,78	11,20	6,44	4,77
7	12,30	7,08	3,43	13,14	3,45	5,96	4,79	17,54	7,12	10,56	8,71	14,62
8	4,94	13,66	5,12	6,17	4,46	5,62	7,41	13,51	6,33	21,85	6,59	26,56
9	11,10	12,21	5,82	7,80	4,99	3,95	3,98	11,15	7,12	12,13	9,37	16,98
10	7,23	16,81	3,74	13,20	4,17	21,69	8,06	15,87	3,91	8,12	12,57	21,47
11	8,67	15,63	5,93	4,84	11,95	11,05	4,69	11,50	4,56	12,02	8,31	6,34
12	5,80	7,68	2,59	6,17	2,76	11,68	3,59	11,01	5,71	20,37	9,56	17,32
13	6,37	5,96	4,49	7,34	6,71	14,28	5,84	17,89	4,50	22,45	4,97	28,10
14	8,94	5,62	3,08	14,21	7,40	18,65	2,98	11,65	3,92	16,22	5,90	9,97
15	11,07	3,95	4,15	9,15	7,41	11,15	3,09	28,14	9,68	17,06	4,81	20,30

Ni = Nippeltränke
Rd = Rundtränke
Du = Dusche

■ Die grau unterlegten Felder zeigen die Tiere mit Flügelmarken an, von denen gesichert zwei Blutproben vorlagen

Die in Klammern gesetzten Zahlen zeigen die Anzahl der eingebauten Rundtränken sowie deren Zugangszeit an

Tabelle 45: Zusammenfassende Darstellung der Schadgasmessung und der quantitativen Tränkewasseruntersuchung in Versuchsdurchgang II

Versuchsdurchgang II

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (3)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (3)
Zugang	24 h	6 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	6 h	24 h	4 h	24 h	4 h

Tränkungszeiten: Rundtränken zugänglich für vier bzw. sechs Stunden

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Mastbeginn

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Seite	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	15	11	12	7	16	8	15	15	16	10	7	13
Tränke	15	10	23	9	11	10	13	14	10	12	12	15
Rampe	12	12	24	16	13	10	14	15	9	19	10	13
Mitte	9	11	10	14	15	12	13	12	15	13	10	9
AMW	12,75	11,00	17,25	11,50	13,75	10,00	13,75	14,00	12,50	13,50	9,75	12,50

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	1		n.a.	n.a.	109	109.000.000
Ni (24 h)	2		n.a.	27	k.K.	2.700.000
Ni (24 h)	3		58	1	k.K.	340.000
Ni (24 h)	4		33	k.K.	k.K.	330.000
Ni (24 h)	5		93	3	k.K.	615.000
Ni (24 h)	6		149	12	k.K.	1.345.000
Rd (2, 6 h)	1	0 h	40	5	k.K.	450.000
Rd (2, 4 h)	2	0 h	7	k.K.	k.K.	70.000
Rd (3, 4 h)	3	0 h	18	2	k.K.	190.000
Rd (2, 6 h)	4	0 h	41	k.K.	k.K.	410.000
Rd (2, 4 h)	5	0 h	42	k.K.	k.K.	420.000
Rd (3, 4 h)	6	0 h	57	k.K.	k.K.	570.000
Rd (2, 6 h)	1	2 h	n.a.	10	k.K.	1.000.000
Rd (2, 4 h)	2	2 h	n.a.	14	k.K.	1.400.000
Rd (3, 4 h)	3	2 h	n.a.	8	k.K.	800.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	n.a.	10	k.K.	1.000.000
Rd (2, 4 h)	5	2 h	n.a.	45	k.K.	4.500.000
Rd (3, 4 h)	6	2 h	n.a.	38	k.K.	3.800.000
Rd (2, 6 h)	1	4 h	n.a.	28	2	2.400.000
Rd (2, 4 h)	2	4 h	n.a.	27	k.K.	2.700.000
Rd (3, 4 h)	3	4 h	n.a.	61	k.K.	6.100.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	n.a.	67	k.K.	6.700.000
Rd (2, 4 h)	5	4 h	n.a.	18	k.K.	1.800.000
Rd (3, 4 h)	6	4 h	n.a.	4	k.K.	400.000

Ni = Nippeltränke

VR = Verdünnungsreihe

Rd = Rundtränke

n.a. = nicht auszählbar

k.K. = kein Kolonienwachstum

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	1		n.a.	66	k.K.	6.600.000
Ni (24 h)	2		5	k.K.	k.K.	50.000
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 6 h)	1	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	2	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	4	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	6	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	2	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	4	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	6	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	2	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	4	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	6	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

VR = Verdünnungsreihe

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

Mastende

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	11	7	12	12	13	11	14	9	12	14	11	10
Tränke	9	7	10	13	15	7	14	9	9	16	11	11
Rampe	8	8	9	12	14	10	13	10	9	9	14	14
Mitte	9	9	17	14	11	10	16	17	10	12	14	17
AMW	9,25	7,75	12,00	12,75	13,25	9,50	14,25	11,25	10,00	12,75	12,50	13,00

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	1		n.a.	28	k.K.	2.800.000
Ni (24 h)	2		n.a.	49	k.K.	4.900.000
Ni (24 h)	3		78	3	k.K.	540.000
Ni (24 h)	4		129	4	k.K.	845.000
Ni (24 h)	5		18	k.K.	k.K.	180.000
Ni (24 h)	6		71	3	k.K.	505.000
Rd (2, 6 h)	1	0 h	14	k.K.	k.K.	140.000
Rd (2, 4 h)	2	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	0 h	10	k.K.	k.K.	100.000
Rd (2, 6 h)	4	0 h	k.K.	k.K.	1	1.000.000
Rd (2, 4 h)	5	0 h	2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (3, 4 h)	6	0 h	2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (2, 6 h)	1	2 h	97	k.K.	k.K.	970.000
Rd (2, 4 h)	2	2 h	49	2	k.K.	345.000
Rd (3, 4 h)	3	2 h	n.a.	22	k.K.	2.200.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	n.a.	2	1	600.000
Rd (2, 4 h)	5	2 h	n.a.	3	k.K.	300.000
Rd (3, 4 h)	6	2 h	101	4	k.K.	705.000
Rd (2, 6 h)	1	4 h	5	5	k.K.	275.000
Rd (2, 4 h)	2	4 h	133	3	k.K.	815.000
Rd (3, 4 h)	3	4 h	61	2	k.K.	405.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	100	1	k.K.	550.000
Rd (2, 4 h)	5	4 h	96	2	k.K.	580.000
Rd (3, 4 h)	6	4 h	n.a.	26	k.K.	2.600.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	1		5	k.K.	k.K.	50.000
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	2	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	4	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	6	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	2	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	4	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	6	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	2	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (3, 4 h)	3	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	4	4 h	1	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	10.000
Rd (3, 4 h)	6	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Tabelle 46: Zusammenfassende Darstellung der Ergebnisse der IgY- Messung (in mg/ml)des Plasmas in Versuchsdurchgang II, jeweils am Anfang und Ende der Mast

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni/Rd (2, 6 h)		Ni/Rd (2, 4 h)		Ni/Rd (3, 4 h)		Ni/Rd (2, 6 h)		Ni/Rd (2, 4 h)		Ni/Rd (3, 4 h)	
Tier	Tag 29	Tag 44	Tag 29	Tag 44	Tag 29	Tag 44	Tag 29	Tag 44	Tag 29	Tag 44	Tag 29	Tag 44
1	4,22	9,46	14,78	15,04	7,41	9,20	8,14	23,42	11,01	17,43	17,34	13,32
2	5,33	12,85	6,95	10,61	8,67	9,66	4,06	10,04	9,82	18,74	23,27	27,91
3	6,12	16,18	8,06	10,10	6,98	7,69	6,87	16,26	14,65	26,43	8,24	26,25
4	8,68	17,54	5,59	17,72	13,10	16,87	16,46	9,31	9,04	28,25	6,05	16,79
5	3,86	16,79	24,53	23,94	5,32	11,52	15,45	9,03	6,27	26,18	9,92	5,77
6	10,68	7,90	6,95	19,75	13,08	29,38	11,61	14,06	7,65	22,13	8,32	19,13
7	1,36	14,46	7,74	25,17	12,74	21,12	12,10	12,85	5,28	20,00	9,05	19,49
8	7,75	26,85	5,67	7,05	5,99	12,12	11,56	11,48	5,31	11,64	7,15	16,32
9	6,72	24,32	11,97	13,64	7,03	8,85	12,07	9,55	7,46	19,86	6,12	17,32
10	11,91	14,98	4,89	11,25	6,81	11,85	1,61	9,54	4,96	23,21	13,31	17,73
11	15,77	15,62	19,54	19,06	5,36	11,62	6,33	16,77	15,37	17,83	9,94	15,33
12	8,92	11,96	8,83	11,73	14,15	26,03	2,83	14,38	6,72	19,78	9,17	24,53
13	5,32	14,02	8,00	14,05	4,87	18,36	14,68	12,61	9,13	11,46	8,98	22,98
14	18,21	14,61	9,03	17,49	14,82	19,74	21,02	25,21	4,82	13,11	3,61	12,07
15	8,06	17,35	7,65	22,37	17,05	18,01	6,29	12,93	4,94	23,27	6,10	11,68

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

Die grau unterlegten Felder zeigen die Tiere mit Flügelmarken an, von denen gesichert zwei Blutproben vorlagen

Die in Klammern gesetzten Zahlen zeigen die Anzahl der eingebauten Rundtränken sowie deren Zugangszeit an

Tabelle 47: Zusammenfassende Darstellung der Schadgasmessung und der quantitativen Tränkewasseruntersuchung in Versuchsdurchgang III

Versuchsdurchgang III

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni	Ni	Ni	Ni	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)
Zugang	24 h	24 h	24 h	24 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	6 h	24 h	6 h

Tränkungszeiten: Rundtränken zugänglich für vier bzw. sechs Stunden

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Mastbeginn

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Seite	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	7	8	5	11	12	13	18	20	6	19	11	12
Tränke	7	8	13	12	4	12	12	14	10	14	11	13
Rampe	3	5	12	13	4	10	9	11	16	12	12	13
Mitte	8	6	13	14	10	12	16	15	11	15	16	12
AMW	6,25	6,75	10,75	12,50	7,50	11,75	13,75	15,00	10,75	15,00	12,50	12,50

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	1		n.a.	7	k.K.	700.000
Ni (24 h)	2		n.a.	7	k.K.	700.000
Ni (24 h)	3		56	3	k.K.	430.000
Ni (24 h)	4		8	k.K.	k.K.	80.000
Ni (24 h)	5		34	3	k.K.	320.000
Ni (24 h)	6		111	5	k.K.	805.000
Ni (24 h)	1		20	3	k.K.	250.000
Ni (24 h)	2		3	1	k.K.	65.000
Rd (2, 4 h)	3	0 h	n.a.	7	k.K.	700.000
Rd (2, 4 h)	4	0 h	26	1	k.K.	180.000
Rd (2, 6 h)	5	0 h	2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (2, 6 h)	6	0 h	39	13	k.K.	845.000
Rd (2, 4 h)	3	2 h	n.a.	n.a.	3	3.000.000
Rd (2, 4 h)	4	2 h	n.a.	35	4	3.750.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	n.a.	113	4	7.650.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	n.a.	37	k.K.	3.700.000
Rd (2, 4 h)	3	4 h	n.a.	86	1	4.800.000
Rd (2, 4 h)	4	4 h	n.a.	120	20	16.000.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	n.a.	8	3	1.900.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	n.a.	2	k.K.	200.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	1		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	1		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	3	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	4	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	0 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 4 h)	3	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	4	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	5	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	2 h	4	k.K.	k.K.	40.000
Rd (2, 4 h)	3	4 h	7	k.K.	k.K.	70.000
Rd (2, 4 h)	4	4 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Mastende

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	8	7	12	11	16	8	17	16	20	12	20	15
Tränke	9	7	13	11	14	9	17	16	19	19	21	13
Rampe	9	6	12	12	14	11	17	14	19	19	20	17
Mitte	9	8	11	10	12	13	19	19	20	17	20	19
AMW	8,75	7,00	12,00	11,00	14,00	10,25	17,50	16,25	19,50	16,75	20,25	16,00

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2h, 4h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	1		24	1	k.K.	170.000
Ni (24 h)	2		150	k.K.	k.K.	1.500.000
Ni (24 h)	3		124	k.K.	k.K.	1.240.000
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		4	k.K.	k.K.	40.000
Ni (24 h)	1		16	1	k.K.	130.000
Ni (24 h)	2		36	1	k.K.	460.000
Rd (2, 4 h)	3	0 h	6	1	k.K.	80.000
Rd (2, 4 h)	4	0 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 6 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	2	2.000.000
Rd (2, 6 h)	6	0 h	3	1	k.K.	65.000
Rd (2, 4 h)	3	2 h	n.a.	70	k.K.	7.000.000
Rd (2, 4 h)	4	2 h	n.a.	21	k.K.	2.100.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	106	13	k.K.	1.180.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	n.a.	10	k.K.	1.000.000
Rd (2, 4 h)	3	4 h	n.a.	17	k.K.	1.700.000
Rd (2, 4 h)	4	4 h	109	5	k.K.	795.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	n.a.	28	1	1.900.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	n.a.	4	k.K.	400.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10 ⁻³	VR 10 ⁻⁴	VR 10 ⁻⁵	KbE/ml
Ni (24 h)	1		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	1		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	3	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	4	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	3	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	4	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	5	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	3	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	4	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	5	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Tabelle 48: Zusammenfassende Darstellung der Ergebnisse der IgY- Messung (in mg/ml) des Plasmas in Versuchsdurchgang III, jeweils am Anfang und Ende der Mast

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni/Ni		Ni/Ni		Ni/Rd (2, 4 h)		Ni/Rd (2, 4 h)		Ni/Rd (2, 6 h)		Ni/Rd (2, 6 h)	
Tier	Tag 28	Tag 47	Tag 28	Tag 47	Tag 28	Tag 47	Tag 28	Tag 47	Tag 28	Tag 47	Tag 28	Tag 47
1	6,46	16,72	9,34	16,73	12,54	6,39	6,10	9,93	6,56	11,12	11,49	14,21
2	6,87	16,27	6,62	16,62	15,34	8,50	6,24	14,28	1,86	10,53	16,06	13,78
3	6,75	16,52	2,38	15,11	8,94	5,55	2,38	13,21	5,07	10,37	16,13	9,58
4	8,17	16,92	8,44	15,35	6,35	9,81	4,35	7,98	6,12	9,78	14,07	8,10
5	7,35	16,25	9,78	16,18	7,45	7,35	10,52	11,71	13,81	11,12	15,20	16,72
6	8,84	15,98	7,32	15,46	17,67	10,37	5,71	9,80	6,72	14,78	16,12	14,02
7	7,58	14,92	8,05	14,75	12,48	6,47	3,38	11,78	6,27	10,12	19,68	15,76
8	4,29	14,37	6,65	16,28	8,98	5,36	6,87	7,91	16,62	9,81	16,86	13,71
9	4,76	16,62	10,79	17,01	8,16	9,34	5,17	8,76	12,46	14,17	15,08	12,91
10	13,32	15,35	7,32	16,72	6,58	8,21	5,68	9,12	11,20	13,99	14,33	17,91
11	11,43	16,18	18,10	16,62	9,87	10,53	6,87	10,12	12,73	15,12	12,82	19,22
12	11,71	14,46	3,75	17,64	3,85	11,37	4,11	13,54	11,63	16,78	13,20	18,78
13	5,12	14,74	10,14	15,36	7,66	8,61	2,56	12,92	16,11	5,75	11,75	11,72
14	6,46	16,28	6,66	15,85	8,05	11,84	4,64	9,81	12,78	15,78	14,32	16,13
15	9,24	17,01	11,83	15,11	7,69	18,15	7,04	8,76	11,22	12,12	15,10	16,78

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

Die grau unterlegten Felder zeigen die Tiere mit Flügelmarken an, von denen gesichert zwei Blutproben vorlagen

Die in Klammern gesetzten Zahlen zeigen die Anzahl der eingebauten Rundtränken sowie deren Zugangszeit an

Tabelle 49: Zusammenfassende Darstellung der Schadgasmessung und der quantitativen Tränkewasseruntersuchung in Versuchsdurchgang IV

Versuchsdurchgang IV

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni	Rd (2)	Ni	Du	Ni	Ni	Ni	Du	Ni	Rd (2)	Ni	Ni
Zugang	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	24 h	24 h	4 h	24 h	4 h	24 h	24 h

Tränkungszeiten: Rundtränken und Duschen zugänglich für vier Stunden

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Mastbeginn

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Seite	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	6	6	8	10	12	12	13	15	13	18	13	16
Tränke	7	6	8	11	13	12	12	14	13	14	18	17
Rampe	6	6	8	10	14	11	13	14	13	15	20	16
Mitte	6	7	9	10	13	14	14	14	17	14	19	17
AMW	6,25	6,25	8,25	10,25	13	12,25	13	14,25	14	15,25	17,5	16,5

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10-3	VR 10-4	VR 10-5	KbE/ml
Ni (24 h)	1		16	1	k.K.	130.000
Ni (24 h)	2		9	k.K.	k.K.	90.000
Ni (24 h)	3		n.a.	15	1	1.250.000
Ni (24 h)	4		20	k.K.	k.K.	200.000
Ni (24 h)	5		27	k.K.	k.K.	270.000
Ni (24 h)	6		8	1	k.K.	90.000
Rd (2, 4 h)	1	0 h	n.a.	n.a.	7	7.000.000
Rd (2, 4 h)	5	0 h	7	k.K.	k.K.	70.000
Rd (2, 4 h)	1	2 h	n.a.	32	2	2.600.000
Rd (2, 4 h)	5	2 h	n.a.	11	k.K.	1.100.000
Rd (2, 4 h)	1	4 h	n.a.	18	1	1.400.000
Rd (2, 4 h)	5	4 h	n.a.	12	k.K.	1.200.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0h, 2h, 4h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10-3	VR 10-4	VR 10-5	KbE/ml
Ni (24 h)	1		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	1	0 h	27	k.K.	k.K.	270.000
Rd (2, 4 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	1	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	1	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Mastende

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	12	10	13	14	17	12	14	15	14	15	18	15
Tränke	11	8	12	13	15	13	14	13	14	16	19	10
Rampe	11	8	13	12	14	12	16	17	17	15	18	17
Mitte	11	10	13	12	14	13	15	17	10	11	19	19
AMW	11,25	9,00	12,75	12,75	15,00	12,50	14,75	15,50	13,75	14,25	18,50	15,25

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10-3	VR 10-4	VR 10-5	KbE/ml
Ni (24 h)	1		32	2	k.K.	260.000
Ni (24 h)	2		32	2	k.K.	260.000
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		22	1	k.K.	160.000
Ni (24 h)	5		21	k.K.	k.K.	210.000
Ni (24 h)	6		108	4	k.K.	740.000
Rd (2, 4 h)	1	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	1	2 h	n.a.	6	k.K.	600.000
Rd (2, 4 h)	5	2 h	n.a.	5	k.K.	500.000
Rd (2, 4 h)	1	4 h	n.a.	60	3	4.500.000
Rd (2, 4 h)	5	4 h	n.a.	12	1	1.100.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10-3	VR 10-4	VR 10-5	KbE/ml
Ni	1		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	1	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	1	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	1	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 4 h)	5	4 h	k.K.	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Tabelle 50: Zusammenfassende Darstellung der Ergebnisse der IgY- Messung (in mg/ml) des Plasmas in Versuchsdurchgang IV, jeweils am Anfang und Ende der Mast

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni/Rd (2, 4 h)		Ni/Du		Ni/Ni		Ni/Du		Ni/Rd (2, 4 h)		Ni/Ni	
Tier	Tag 30	Tag 44	Tag 30	Tag 44	Tag 30	Tag 44	Tag 30	Tag 44	Tag 30	Tag 44	Tag 30	Tag 44
1	5,33	21,22	7,41	15,12	6,05	18,72	5,13	14,33	8,01	14,69	10,35	23,78
2	15,51	17,31	7,91	16,73	7,61	10,45	5,72	21,78	6,04	15,12	9,06	13,12
3	13,07	10,12	5,92	20,54	8,64	21,78	9,78	20,54	7,13	16,32	7,46	17,98
4	12,31	17,32	7,48	17,32	5,85	20,98	9,71	14,32	8,70	18,02	6,05	18,76
5	15,54	19,22	4,29	19,12	6,66	17,32	7,79	16,98	14,17	19,12	7,61	19,02
6	12,32	14,57	10,22	21,78	8,21	19,12	11,58	17,32	8,05	11,78	8,71	21,41
7	8,10	18,03	6,41	14,72	8,61	18,82	10,48	13,12	13,08	14,79	7,65	19,12
8	15,51	16,01	8,13	16,17	12,10	17,53	9,43	10,79	6,44	16,12	9,21	14,32
9	8,64	11,45	11,44	19,88	7,41	15,74	8,97	14,32	7,51	15,78	7,36	13,72
10	5,85	9,56	8,10	21,78	7,91	17,29	9,49	16,12	7,56	14,32	5,98	14,98
11	6,56	16,98	7,56	23,21	7,48	12,40	12,14	17,32	9,33	13,22	10,12	19,72
12	8,03	18,79	9,33	19,72	10,32	17,79	10,36	16,04	9,60	22,78	11,42	21,12
13	8,50	15,26	9,60	16,11	8,10	15,91	6,12	18,32	4,92	20,12	7,36	19,78
14	12,96	18,88	9,06	15,98	11,44	17,07	7,24	12,79	7,03	11,12	9,49	8,36
15	8,78	12,12	7,46	21,10	7,72	15,12	5,13	13,81	4,17	7,98	8,12	9,78

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

Die grau unterlegten Felder zeigen die Tiere mit Flügelmarken an, von denen gesichert zwei Blutproben vorlagen

Die in Klammern gesetzten Zahlen zeigen die Anzahl der eingebauten Rundtränken sowie deren Zugangszeit an

Tabelle 51: Zusammenfassende Darstellung der Schadgasmessung und der quantitativen Tränkewasseruntersuchung in Versuchsdurchgang V

Versuchsdurchgang V

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)	Ni	Rd (2)
Zugang	24 h	6 h	24 h	6 h	24 h	6 h	24 h	6 h	24 h	6 h	24 h	6 h

Tränkungszeiten: Rundtränken zugänglich für sechs Stunden

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

(Die in Klammer gesetzte Zahl zeigt die Anzahl der eingebauten Rundtränken an)

Mastbeginn

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Seite	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	4	3	5	5	6	5	5	6	8	7	8	8
Tränke	4	3	5	5	5	5	6	7	7	7	9	9
Rampe	4	3	5	4	6	5	6	5	7	8	9	7
Mitte	3	4	4	5	6	5	6	6	8	8	8	9
AMW	3,75	3,25	4,75	4,75	5,75	5,00	5,75	6,00	7,50	7,50	8,50	8,25

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h, 6 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10-3	VR 10-4	VR 10-5	KbE/ml
Ni (24 h)	1		23	k.K.	k.K.	230.000
Ni (24 h)	2		n.a.	64	k.K.	6.400.000
Ni (24 h)	3		n.a.	7	k.K.	700.000
Ni (24 h)	4		n.a.	7	k.K.	700.000
Ni (24 h)	5		12	k.K.	k.K.	120.000
Ni (24 h)	6		k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	0 h	n.a.	37	2	2.850.000
Rd (2, 6 h)	2	0 h	11	3	k.K.	205.000
Rd (2, 6 h)	3	0 h	n.a.	31	1	2.050.000
Rd (2, 6 h)	4	0 h	79	4	k.K.	595.000
Rd (2, 6 h)	5	0 h	26	k.K.	k.K.	260.000
Rd (2, 6 h)	6	0 h	4	k.K.	k.K.	40.000
Rd (2, 6 h)	1	2 h	n.a.	n.a.	1	1.000.000
Rd (2, 6 h)	2	2 h	n.a.	110	5	8.000.000
Rd (2, 6 h)	3	2 h	n.a.	n.a.	4	4.000.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	n.a.	n.a.	1	1.000.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	n.a.	140	6	10.000.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	n.a.	n.a.	4	4.000.000
Rd (2, 6 h)	1	4 h	n.a.	34	5	4.200.000
Rd (2, 6 h)	2	4 h	n.a.	n.a.	4	4.000.000
Rd (2, 6 h)	3	4 h	n.a.	n.a.	4	4.000.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	n.a.	72	15	11.100.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	n.a.	85	23	15.750.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	n.a.	n.a.	4	4.000.000
Rd (2, 6 h)	1	6 h	n.a.	n.a.	24	24.000.000
Rd (2, 6 h)	2	6 h	n.a.	n.a.	39	39.000.000
Rd (2, 6 h)	3	6 h	n.a.	60	4	5.000.000
Rd (2, 6 h)	4	6 h	n.a.	80	6	7.000.000
Rd (2, 6 h)	5	6 h	n.a.	82	11	9.600.000
Rd (2, 6 h)	6	6 h	n.a.	n.a.	68	68.000.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h, 6 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10-3	VR 10-4	VR 10-5	KbE/ml
Ni (24 h)	1		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		1	k.K.	k.K.	10.000
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	2	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	3	0 h	2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (2, 6 h)	4	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	2 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 6 h)	2	2 h	3	2	k.K.	115.000
Rd (2, 6 h)	3	2 h	3	k.K.	k.K.	30.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	k.K.	1	k.K.	100.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	12	k.K.	k.K.	120.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	5	k.K.	k.K.	50.000
Rd (2, 6 h)	1	4 h	5	1	k.K.	75.000
Rd (2, 6 h)	2	4 h	11	k.K.	k.K.	110.000
Rd (2, 6 h)	3	4 h	2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	3	k.K.	k.K.	30.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (2, 6 h)	1	6 h	18	1	k.K.	140.000
Rd (2, 6 h)	2	6 h	24	2	k.K.	220.000
Rd (2, 6 h)	3	6 h	4	k.K.	k.K.	40.000
Rd (2, 6 h)	4	6 h	5	k.K.	k.K.	50.000
Rd (2, 6 h)	5	6 h	2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (2, 6 h)	6	6 h	2	1	k.K.	60.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

VR = Verdünnungsreihe

Mastende

Schadgasmessung (NH₃) in ppm

Abteil	1		2		3		4		5		6	
	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links	rechts	links
Tränke	2	3	5	3	8	5	8	6	11	7	11	10
Tränke	3	3	5	3	7	6	7	6	11	7	11	11
Rampe	3	3	5	3	9	8	7	6	10	8	13	13
Mitte	3	4	4	4	7	8	6	7	8	8	12	12
AMW	2,75	3,25	4,75	3,25	7,75	6,75	7,00	6,25	10,00	7,50	11,75	11,50

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h, 6 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10-3	VR 10-4	VR 10-5	KbE/ml
Ni (24 h)	1		8	1	k.K.	90.000
Ni (24 h)	2		n.a.	6	k.K.	600.000
Ni (24 h)	3		n.a.	1	k.K.	100.000
Ni (24 h)	4		30	k.K.	k.K.	300.000
Ni (24 h)	5		n.a.	20	k.K.	2.000.000
Ni (24 h)	6		72	1	k.K.	410.000
Rd (2, 6 h)	1	0 h	11	k.K.	k.K.	110.000
Rd (2, 6 h)	2	0 h	n.a.	n.a.	9	9.000.000
Rd (2, 6 h)	3	0 h	n.a.	6	k.K.	600.000
Rd (2, 6 h)	4	0 h	27	1	k.K.	185.000
Rd (2, 6 h)	5	0 h	8	3	k.K.	190.000
Rd (2, 6 h)	6	0 h	71	2	k.K.	455.000
Rd (2, 6 h)	1	2 h	n.a.	25	k.K.	2.500.000
Rd (2, 6 h)	2	2 h	n.a.	31	3	3.050.000
Rd (2, 6 h)	3	2 h	n.a.	n.a.	12	12.000.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	n.a.	32	3	3.100.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	n.a.	30	k.K.	3.000.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	n.a.	n.a.	4	4.000.000
Rd (2, 6 h)	1	4 h	n.a.	25	k.K.	2.500.000
Rd (2, 6 h)	2	4 h	n.a.	n.a.	3	3.000.000
Rd (2, 6 h)	3	4 h	n.a.	n.a.	6	6.000.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	n.a.	20	k.K.	2.000.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	n.a.	40	k.K.	4.000.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	n.a.	10	k.K.	1.000.000
Rd (2, 6 h)	1	6 h	n.a.	6	k.K.	600.000
Rd (2, 6 h)	2	6 h	n.a.	n.a.	2	2.000.000
Rd (2, 6 h)	3	6 h	n.a.	n.a.	4	4.000.000
Rd (2, 6 h)	4	6 h	n.a.	22	3	2.600.000
Rd (2, 6 h)	5	6 h	n.a.	36	2	2.800.000
Rd (2, 6 h)	6	6 h	n.a.	n.a.	34	34.000.000

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae (KbE/ml) im Stundenprofil 0 h, 2 h, 4 h, 6 h

Tränkevariante	Abteil	Zeitpunkt der Entnahme	VR 10-3	VR 10-4	VR 10-5	KbE/ml
Ni (24 h)	1		k.K.	k.K.	k. k.	0
Ni (24 h)	2		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	3		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	4		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	5		k.K.	k.K.	k.K.	0
Ni (24 h)	6		k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	2	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	3	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	4	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	5	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	0 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	1	2 h	k.K.	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	2	2 h	4	k.K.	k.K.	40.000
Rd (2, 6 h)	3	2 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 6 h)	4	2 h	10	k.K.	k.K.	100.000
Rd (2, 6 h)	5	2 h	5	k.K.	k.K.	50.000
Rd (2, 6 h)	6	2 h	3	k.K.	k.K.	30.000
Rd (2, 6 h)	1	4 h	2	k.K.	k.K.	20.000
Rd (2, 6 h)	2	4 h	8	k.K.	k.K.	80.000
Rd (2, 6 h)	3	4 h	9	k.K.	k.K.	90.000
Rd (2, 6 h)	4	4 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 6 h)	5	4 h	12	k.K.	k.K.	120.000
Rd (2, 6 h)	6	4 h	1	k.K.	k.K.	10.000
Rd (2, 6 h)	1	6 h	4	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	2	6 h	4	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	3	6 h	3	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	4	6 h	6	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	5	6 h	3	k.K.	k.K.	0
Rd (2, 6 h)	6	6 h	2	k.K.	k.K.	0

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

k.K. = kein Kolonienwachstum

n.a. = nicht auszählbar

Tabelle 52: Zusammenfassende Darstellung der Ergebnisse der IgY- Messung (in mg/ml) des Plasmas in Versuchsdurchgang V, jeweils am Anfang und Ende der Mast

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Ni/Rd (2, 6 h)		Ni/Rd (2, 6 h)		Ni/Rd (2, 6 h)		Ni/Rd (2, 6 h)		Ni/Rd (2, 6 h)		Ni/Rd (2, 6 h)	
Tier	Tag 30	Tag 45	Tag 30	Tag 45	Tag 30	Tag 45	Tag 30	Tag 45	Tag 30	Tag 45	Tag 30	Tag 45
1	5,70	16,08	3,53	16,75	9,36	11,11	7,07	18,99	3,29	15,28	6,82	12,64
2	5,41	15,80	4,12	14,21	7,58	7,08	5,88	11,01	5,86	8,51	10,71	12,10
3	5,52	17,10	6,78	8,38	5,86	11,69	9,24	10,73	5,51	15,91	6,12	9,23
4	6,97	16,78	2,83	15,46	6,01	11,72	4,32	11,13	5,00	10,12	6,29	15,88
5	4,64	15,41	3,66	11,02	4,41	10,82	8,10	19,82	5,61	8,91	8,67	14,67
6	5,44	9,02	4,91	15,74	7,20	9,18	7,61	9,29	3,10	10,72	3,56	9,81
7	5,94	5,33	5,12	8,05	4,81	11,72	10,40	17,13	6,62	11,22	6,96	13,72
8	3,63	14,75	7,32	14,39	5,03	8,93	5,95	7,91	5,43	10,21	5,72	14,12
9	6,61	15,98	9,81	14,70	11,52	6,63	5,44	16,01	9,49	9,39	6,31	19,10
10	5,51	16,19	4,71	14,09	8,77	7,21	7,18	16,55	3,34	9,98	5,43	17,32
11	6,21	6,53	6,32	14,80	6,36	8,79	5,48	8,19	3,58	10,78	1,92	14,78
12	6,16	14,92	6,50	15,61	12,10	8,51	3,40	16,73	9,67	11,11	2,76	16,72
13	6,58	15,22	6,21	14,10	7,46	5,91	4,22	8,22	5,59	7,28	4,81	15,32
14	4,93	14,14	7,10	16,71	5,92	9,32	5,66	16,73	4,40	16,73	7,32	14,98
15	7,67	14,81	4,27	9,98	4,59	10,09	8,34	17,66	7,59	10,84	3,18	15,98
16	2,79	14,46	6,60	10,78	6,26	9,39	11,14	15,38	7,84	15,62	4,75	16,22

Ni = Nippeltränke

Rd = Rundtränke

Du = Dusche

Die grau unterlegten Felder zeigen die Tiere mit Flügelmarken an, von denen gesichert zwei Blutproben vorlagen. Die in Klammern gesetzten Zahlen zeigen die Anzahl der eingebauten Rundtränken sowie deren Zugangszeit an.

DANKSAGUNG

Mein aufrichtiger Dank gilt Herrn Prof. Dr. M. Erhard aus dem Institut für Tierschutz, Verhaltenskunde und Tierhygiene der LMU München für die Überlassung dieses interessanten Themas sowie für die Unterstützung bei dieser Arbeit.

Bei Frau Dr. Elke Heyn möchte ich mich für ihre Unterstützung bei der Planung und Durchführung der Versuchsdurchgänge sowie für ihre Hilfe bei der Erstellung und Korrektur meiner Dissertation ganz herzlich bedanken.

Allen Mitarbeitern und Praktikanten des Lehrstuhls für Tierschutz, Verhaltenskunde, Tierhygiene und Tierhaltung sei für ihre freundliche Hilfestellung und tolle Unterstützung im Labor gedankt. Ganz besonders hervorheben möchte ich dabei Katrin Schuster, die immer ein offenes Ohr für meine Fragen hatte und jederzeit bei Bedarf zur Hilfe eilte.

Ein ganz besonderer Dank geht nach Kitzingen zu Herrn Dr. Klaus Damme, Herrn Hein, Herrn Knäulein und an alle Mitarbeiter des Instituts für Tierhaltung und Tierschutz, Arbeitsbereich Geflügel und Kleintiere der LfL Kitzingen für ihre engagierte Unterstützung bei der Durchführung der Versuchsdurchgänge in Kitzingen.

Bei Herrn Dr. Rabsch vom Robert-Koch-Institut in Wernigerode möchte ich mich recht herzlich für seine große Hilfe bei der Spezifizierung der Salmonellen bedanken.

Für die Unterstützung bei der statistischen Auswertung des Datenmaterials möchte ich mich bei Prof. Dr. Küchenhoff und Denise Güthlin vom Statistik-Labor der LMU München bedanken.

Yvonne Küster, die zeitgleich ihre Dissertation im „Pekingenten-Projekt“ angefertigt hat, sei ganz herzlich für ihre aufmunternden Worte, ihre Geduld und Hilfsbereitschaft gedankt. Mit ihr zusammen hat die Arbeit doppelt so viel Spaß gemacht.

Ein ganz, ganz großes Dankeschön geht an meinen lieben Freund Robin, der mir in dieser Zeit immer zur Seite stand, mir zugehört und mich mit viel Geduld aufgemuntert hat. Ohne ihn wäre ich bei der Formatierung dieser Arbeit verloren gewesen. Schön, dass es dich gibt!!

Letztendlich gilt mein allerherzlichster Dank meinen lieben Eltern, die mir immer wieder Kraft und Mut gaben und mich finanziell unterstützt haben. Ohne sie wäre mein Studium und diese Arbeit nie möglich gewesen. Ich danke Euch.

CURRICULUM VITAE

PERSÖNLICHE DATEN

Name: Heubach
Vorname: Miriam Christine
Geburtsdatum: 30. Mai 1975
Geburtsort: Ostfildern
Familienstand: ledig
Staatsangehörigkeit: deutsch

SCHULBILDUNG

1981-1985 Grundschole Oberensingen
1985-1994 Max- Planck- Gymnasium Nürtingen
Mai 1994 Allgemeine Hochschulreife
1994-1997 MTRA- Schule Tübingen

STUDIUM

1997-2004 Studium der Tiermedizin an der Ludwig-Maximilians-
Universität München
Februar 2004 Erfolgreicher Abschluss des dritten Abschnitts der
tierärztlichen Prüfung
März 2004 Approbation zur Tierärztin
Seit Februar 2005 Anfertigung vorliegender Dissertation am Institut für
Tierschutz, Verhaltenskunde und Tierhygiene der LMU
München