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

Tiergerechte Wasserversorgung von Pekingenten unter Berücksichtigung hygienischer Aspekte

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

von
Martina Manz
aus
Waiblingen

München 2005

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. A. Stolle

Referent: Univ.-Prof. Dr. M. H. Erhard

Korreferent: Priv.-Doz. Dr. Ch. Grund

Tag der Promotion: 15. Juli 2005

MEINEN ELTERN

FÜR

IHRE LIEBE UND IHRE UNTERSTÜTZUNG

INHALTSVERZEICHNIS

1 EINLEITUNG 1

2 LITERATUR 2

2.1 Abstammung der Pekingente und ihre heutige Bedeutung 2

2.2 Natürliche Lebensweise und Morphologie der Stockente als Vorläufer der Pekingente 4

2.3 Haltungformen für Pekingenten 5

2.4 Tränken für Enten und Tränkehygiene 5

2.4.1 Verhaltensrepertoire der Ente gegenüber Wasser 5

2.4.2 Vorteile und Nachteile unterschiedlicher Ententränken 7

2.4.3 Versuche mit verschiedenen Tränken bei Enten und anderen Tierarten hinsichtlich der Hygiene 9

2.4.4 Hygienischer Anspruch an das Tränkewasser 11

2.5 Keime 13

2.5.1 Enterobacteriaceae 13

2.5.2 Salmonella 14

2.5.3 Erkrankungen von Mensch und Tier 18

2.6 Ammoniak, seine Entstehung im Stall sowie Auswirkungen auf das Tier 22

2.7 Immunglobulin Y 24

2.8 Gesetzliche Regelungen 27

3 TIERE, MATERIAL UND METHODEN 29

3.1 Versuchsdurchgänge 29

3.2 Tiere 29

3.3 Haltung 30

3.4 Fütterung 32

3.5 Tränkesysteme 33

3.5.1 Nippeltränke 33

3.5.2 Modifizierte Rundtränke 34

3.5.3 Rinnentränke 34

3.6 Versuchsdurchgang III 35

3.7 Versuchsdurchgang IV 35

3.8 Versuchsdurchgang V 36

3.9 Probenmaterial 37

3.10 Mikrobiologische Untersuchungen 38

3.10.1 Verwendete Materialien 38

3.10.2 Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen 41

3.10.3 Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae 43

3.10.4 Tränkewasseruntersuchung auf Gesamtkeimzahl im Tagesprofil 44

3.11 Schadgasmessung 45

3.12 Blutuntersuchung 46

3.12.1 Entnahme und Aufbereitung der Blutproben 46

3.12.2 Bestimmung von Immunglobulin Y (IgY) im Blutplasma 47

3.13 Statistische Verfahren 51

4 ERGEBNISSE 52

4.1 Versuchsdurchgänge 52

4.2 Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen 52

4.3 Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae 55

4.3.1 Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Enterobacteriaceae des Versuchsdurchganges III 55
4.3.2 Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Enterobacteriaceae des Versuchsdurchganges IV 57
4.3.3 Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Enterobacteriaceae des Versuchsdurchganges V 59

4.4 Tränkewasseruntersuchung auf Gesamtkeimzahl im Tagesprofil 62
4.4.1 Bestimmung der Gesamtkeimzahl (GKZ) in 72h Tränkewasser 62
4.4.1.1 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung des Versuchsdurchganges III 62
4.4.1.2 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung des Versuchsdurchganges IV 64
4.4.1.3 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung des Versuchsdurchgang V 66
4.4.2 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung im Tränkewasser nach einer halben Stunde und vier Stunden nach der Reinigung 68
4.4.2.1 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung im Tränkewasser eine halbe Stunde und vier Stunden nach der Reinigung in Versuchsdurchgang III 69
4.4.2.2 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung im Tränkewasser eine halbe Stunde und vier Stunden nach der Reinigung in Versuchsdurchgang IV 71
4.4.2.3 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung im Tränkewasser eine halbe Stunde und vier Stunden nach der Reinigung in Versuchsdurchgang V 73

4.5 Schadgasmessung 75
4.5.1 Ergebnisse der Schadgasmessung des Versuchsdurchganges III 75
4.5.2 Ergebnisse der Schadgasmessung des Versuchsdurchganges IV 76
4.5.3 Ergebnisse der Schadgasmessung des Versuchsdurchganges V 77

4.6 Immunglobulin Y 78

4.6.1 Korrelation zwischen IgY-Gehalt im Plasma der Enten und dem Gehalt an Enterobacteriaceae in offenen Tränkevarianten 83
4.6.2 Korrelation zwischen IgY-Gehalt im Plasma der Enten und dem Gesamtkeimgehalt in offenen Tränken 86
4.6.3 Korrelation zwischen IgY-Gehalt im Plasma der Enten und Ammoniakkonzentration an Tränkekombinationen 88

5 DISKUSSION 91

5.1 Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen 91

5.2 Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf *Enterobacteriaceae* 92

5.3 Bestimmung der Gesamtkeimzahl in 72h altem Tränkewasser.....93

5.4 Gesamtkeimzahlbestimmung im Tränkewasser nach einer halben Stunde und nach vier Stunden der Reinigung.....95

5.5 Schadgasmessung 95

5.6 Immunglobulin Y– Gehalt im Blutplasma 97
5.6.1 Korrelation zwischen IgY–Gehalt im Plasma der Enten und dem Gehalt an Enterobacteriaceae in offenen Tränkevarianten 98
5.6.2 Korrelation zwischen IgY–Gehalt im Plasma der Enten und dem Gesamtkeimgehalt in offenen Tränkevarianten.....98
5.6.3 Korrelation zwischen IgY–Gehalt im Plasma der Enten und Ammoniakkonzentration an Tränkekombinationen 99

5.7 Schlussfolgerung 99

6 ZUSAMMENFASSUNG 101

7 SUMMARY 104

8 LITERATURVERZEICHNIS 107

9 TABELLARISCHER ANHANG 120

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

AMW	arithmetischer Mittelwert
BT	Biochemotyp
GKZ	Gesamtkeimzahl
GMW	geometrischer Mittelwert
h	Stunden
IgY	Immunglobulin Y
KbE	Koloniebildende Einheiten
LT	Lysotyp
m	männlich
ml	Mililiter
mg	Miligramm
n	Anzahl
n.a.	nicht auszählbar
n.b.	nicht bekannt
NH_3	Ammoniak
nm	Nanometer
n.v.	nicht vorhanden
Nr.	Nummer
p	Irrtumswahrscheinlichkeit
PBS	Posphatgepufferte Kochsalzlösung
ppm	parts per million
r	Korrelationskoeffizient
SD	Streuung (Standard-Abweichung)

S	Svedberg-Einheit
SEM	Standardfehler vom Mittelwert
U/min	Umdrehungen pro Minute
v	Spannweite
V.R.	Verdünnungsreihe
w	weiblich

1 Einleitung

Bisher bestehen weder auf EU-Ebene noch in Deutschland Tierschutzvorschriften mit konkreten Mindestanforderungen für die Haltung von Pekingenten. Es gibt zum Teil freiwillige Vereinbarungen der Länder, zum Beispiel in Bayern und in Niedersachsen.

Der Ständige Ausschuss des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen fordert in seinen Empfehlungen vom 22. Juni 1999 zur Haltung von Moschusenten (Cairina moschata), Pekingenten (Anas platyrhynchos) und deren Kreuzungen (Mularden) einen Zugang zu Bademöglichkeiten oder zumindest sollten den Tieren Wasservorrichtungen zur Verfügung stehen, die den Tieren ein Untertauchen des Kopfes ermöglichen. Diese geforderte Wasserbereitstellung wird in vielen Gesichtspunkten, beispielsweise hygienische Unbedenklichkeit und wirtschaftliche Rentabilität, kontrovers diskutiert. Somit besteht Forschungsbedarf, tiergerechte Tränkesysteme zu entwickeln und gleichzeitig Kostenfaktoren sowie hygienische Ansprüche zu optimieren.

Ausgehend von den Empfehlungen des Europarats zur Haltung von Pekingenten und der in Bayern vorhandenen freiwilligen Vereinbarung war es Ziel dieser Arbeit, eine Überprüfung beziehungsweise mögliche Entwicklung praxistauglicher Tränkevorrichtungen für Pekingmastenten durchzuführen. Im Vordergrund steht die Erprobung verschiedener Tränkevarianten, die ein Eintauchen des Kopfes und ein Benetzen des Federkleides erlauben. Im Anschluss daran sollen Rückschlüsse über mögliche Zusammenhänge zwischen den einzelnen Tränkesystemen einerseits sowie, Wasserhygiene, Stallhygiene und Tiergesundheit andererseits gezogen werden.

Diese Arbeit, die Zielsetzung und die daraus gewonnenen wissenschaftlichen Ergebnisse wurden ermöglicht durch die Förderung des Bayerischen Staatsministeriums für Landwirtschaft und Forsten.

2 Literatur

2.1 Abstammung der Pekingente und ihre heutige Bedeutung

Als Stammform der Enten gilt die weit verbreitete Stockente (Anas platyrhynchos). Diese wird zu den Gründelenten gezählt und ist dem Leben am und auf dem Wasser angepasst. Während sich die Stockente als Haustier in verschiedenen Regionen der Erde etablierte, entwickelten sich aus dieser Stammform zwei unterschiedliche Typen – der Landenten- und der Pinguintyp. Der Landententyp besitzt waagerechte Körperhaltung und eignet sich für die Mast, während der Pinguintyp mit der aufrechten Haltung zur Produktion von Eiern geeignet ist (RUDOLPH, 1978; REITER, 1997).

In China wurden Enten bereits lange vor unserer Zeitrechnung gehalten, und auch in Griechenland wurden sie ab circa 1.000 v. Chr. domestiziert (TEUBNER ET AL., 2004). Die für die heutige Zucht bedeutenden Enten kommen aus dem Gebiet um Tientsin und Peking in China. J. E. Palmer brachte im Jahr 1873 von seiner China-Reise sechs Enten und drei Erpel mit nach Amerika. Diese neun, zu dem Landententyp gehörigen Tiere waren zur Mast geeignet und gelten als die Stammeltern der späteren Nutzente. Diese Amerikanischen Pekingenten wurden 1874 als „Pekingente“ in den Amerikanischen Standard aufgenommen. Daraufhin stieg die Zahl der Entenfarmen stetig an. 1918 kamen die ersten Pekingenten der amerikanischen Zuchtrichtung nach Deutschland, wo sie 1921 in München als eigene Klasse ausgestellt wurden (SCHMIDT, 1996).

Bis heute hat in der Entenmast die amerikanische Pekingente die größte Bedeutung (REITER, 1997). Die älteste Zucht befindet sich auf Long Island (USA), doch die mittlerweile größte Entenfarm der Welt liegt in England. Dort werden verschiedene Linien der Zuchtrichtung Cherry-Valley-Pekingente gezüchtet (TEUBNER ET AL., 2004).

Gegenüber den Hühnern spielen Enten heute in den meisten Ländern eine untergeordnete Rolle, jedoch ist weltweit ein Wachstum zu verzeichnen. Die Entenfleischproduktion stieg vom Jahr 1991 bis zum Jahr 2000 von 1,27 Millionen Tonnen auf 2,77 Millionen Tonnen an. Somit wuchs der Anteil des Wassergeflügels am gesamten Geflügelfleisch von ursprünglich 5,4 Prozent auf 7,1 Prozent. Im weltweiten Vergleich steht China an erster Stelle, in Europa ist Frankreich führend in der Entenpro-

duktion. Deutschlands Selbstversorgung durch Entenfleisch beläuft sich auf 50 Prozent. Der Pro-Kopf-Verbrauch von Entenfleisch in Deutschland betrug 1991 0,8 kg, 2000 war ein Anstieg um 180 g Entenfleisch zu verzeichnen (PINGEL ET AL., 2001).

Die Entenproduktion in Deutschland unterscheidet sich regional und in ihrer Organisation deutlich. Bei der Anzahl der Enten ist Brandenburg führend, gefolgt von Niedersachsen und Bayern (Pingel et al., 2001). Hinsichtlich der Organisation gibt es zum einen Zuchtbetriebe, die Enten nach Leistung selektieren, zum anderen so genannte Vermehrungsbetriebe, in denen Elterntiere gehalten werden. Zuchtbetriebe führen Leistungsprüfungen durch und ziehen Großelterntiere mit den besten Leistungsmerkmalen auf, um daraus Elterntiere zu erzeugen. In diesen Betrieben werden zwei bis vier Linien gehalten. Bei den Vaterlinien sind Merkmale wie Brustfleischansatz, ein möglichst schnelles Wachstum und eine überdurchschnittliche Paarungsaktivität erwünscht. Bei den Muttertieren wird Wert auf gute Fruchtbarkeit, eine hohe Anzahl an Bruteiern und eine gute Schlupffähigkeit gelegt. In Vermehrungsbetriebe werden Elterntiere gehalten, mit denen nach genauer Vorgabe und Verpaarung Bruteier produziert werden. Diese Bruteier wiederum gelangen anschließend in die Brütereien. Von hier werden die Küken an die Mästereien weiterverkauft. Da sich bei den Pekingenten die ganzjährige Mast durchgesetzt hat, werden das ganze Jahr Küken benötigt. Diese große Anzahl an Küken kann nur aufgrund der hohen Legeleistung der mütterlichen Elterntiere, die in 40 Wochen über 200 Eier legen, gewährleistet werden (PINGEL, 2000).

Die in Deutschland gebräuchlichste Mastvariante bei den Pekingenten ist die Schnellmast, bei der die Tiere im Schnitt sieben bis acht Wochen gemästet werden. Würde man die Enten weiter mästen, wäre dies mit höheren Futterkosten verbunden, da sie im Endstadium nur sehr geringe Tageszunahmen aufweisen. Durch diese Art von Mast erfahren die Tiere während ihres Kükenalters einen intensiven Wachstumsschub. Die Tiere werden bereits vor der ersten Jungtiermauser geschlachtet und erreichen bis zum Schlachtzeitpunkt 70 bis 80 Prozent ihres eigentlichen Endgewichtes, welches einem Lebendgewicht von etwa 2,5 Kilogramm entspricht (PINGEL, 2000).

2.2 Natürliche Lebensweise und Morphologie der Stockente als Vorläufer der Pekingente

Im Herbst und im Winter leben Stockenten in Herden mit anschließender Paarbildung. In ihrer natürlichen Umgebung findet die Fortpflanzung im Februar bis März statt. Das Suchen und Herrichten des Nestplatzes ist die Arbeit der Ente, denn der Erpel verlässt die Ente nach Beginn des Brütens und gesellt sich zu den anderen Erpeln zurück. Die Ente brütet bis zu zehn Eier aus, aus denen nach 27 bis 28 Tagen die Küken als Nestflüchter schlüpfen. Bis zum Flüggewerden der Jungtiere im Alter von acht Wochen bleibt das Muttertier bei den Jungen und schließt sich erst dann wieder der Herde an.

Als Grundlage, um sich auf dem Wasser fortbewegen zu können, dienen den Enten kräftige Schwimmbeine und drei Vorderzehen, die untereinander mit Schwimmhäuten verbunden sind. Hinzu kommt ihr relativ leichtes Gewicht gegenüber Wasser aufgrund der höheren Pneumazität der Knochen und das stark mit Luft infiltrierte Gefieder. Eine Daunenschicht unter dem Deckgefieder schützt sie vor zu kaltem Wasser. Das Gefieder wird von den Tieren täglich gepflegt und mit dem öligen Sekret aus der Bürzeldrüse eingefettet, welche sich in der Nähe der Schwanzspitze befindet. Dieser Funktionskreis kann allerdings nur bei regelmäßigem Wasserkontakt der Ente - wie etwa beim Schwimmen oder Baden – aufrechterhalten werden.

Zur Nahrungsaufnahme, ist der Entenschnabel mit seitlichen Hornlamellen ausgestattet, welche es der Ente ermöglichen, harte Gräser abzuzupfen und feinste Nahrungspartikel aus dem Wasser auszusieben. Der Schnabel selbst ist mit einer feinen Haut überzogen und hat an der Spitze einen hornverstärkten Nagel. Das Schnabelinnere und auch die Zunge sind mit vielen Tastzellen ausgestattet, was auch eine Nahrungsaufnahme in der Nacht ermöglicht.

2.3 Haltungformen für Pekingenten

Grundsätzlich kann man drei Haltungssysteme, in denen Wassergeflügel hauptsächlich gehalten wird, unterscheiden (PINGEL, 2000):

1.) Haltung in Ställen oder unter einfachen Schutzdächern mit Auslauf zu einer Weide – entweder mit oder ohne Wasserzugangsmöglichkeit für die Enten.

2.) Haltung in einem begrenzten oder befestigten Freigehege mit oder ohne Möglichkeit zum Baden.

3.) Reine Stallhaltung ohne Auslauf.

Auch innerhalb der oben genannten Haltungssysteme gibt es mehrere Gestaltungsmöglichkeiten, zum Beispiel hinsichtlich der Bodenbeschaffenheit. So können die Tiere auf Einstreu, auf Draht-, Latten-, Holz- oder Plastikrosten gehalten werden. Zudem existieren verschiedene Fütterungs- oder Tränkevarianten sowie unterschiedliche Lichtprogramme (Brinkmann et al., 1990; Bessei et al. 1998; Pingel, 2000).

Gerade bei der Schnellmast bedient man sich der reinen Stallhaltung. In Deutschland ist diese Art der Haltung die häufigste Form (PINGEL, 2000).

2.4 Tränken für Enten und Tränkehygiene

2.4.1 Verhaltensrepertoire der Ente gegenüber Wasser

Bei der Wasseraufnahme folgen die Enten einem bestimmten Bewegungsschema. Dieses kann in drei nacheinander ablaufende Abschnitte eingeteilt werden. Zuerst findet die Annäherungs- und Eintauchphase statt, gefolgt vom Kopfheben mit Bewegungen zum Abschlucken und der Rückführungsphase (REITER, 1993). Enten kombinieren das Saug- und das Schnabelhebentrinken (KOOLOOS UND ZWEERS, 1989). Die Tiere saugen durch Zungenbewegungen das Wasser an, welches jedoch aufgrund des Schnabelaufbaus nicht kontinuierlich abgeschluckt werden kann. Um das Wasser abschlucken zu können, müssen die Enten deshalb den Kopf nach oben führen (ZWEERS, 1992).

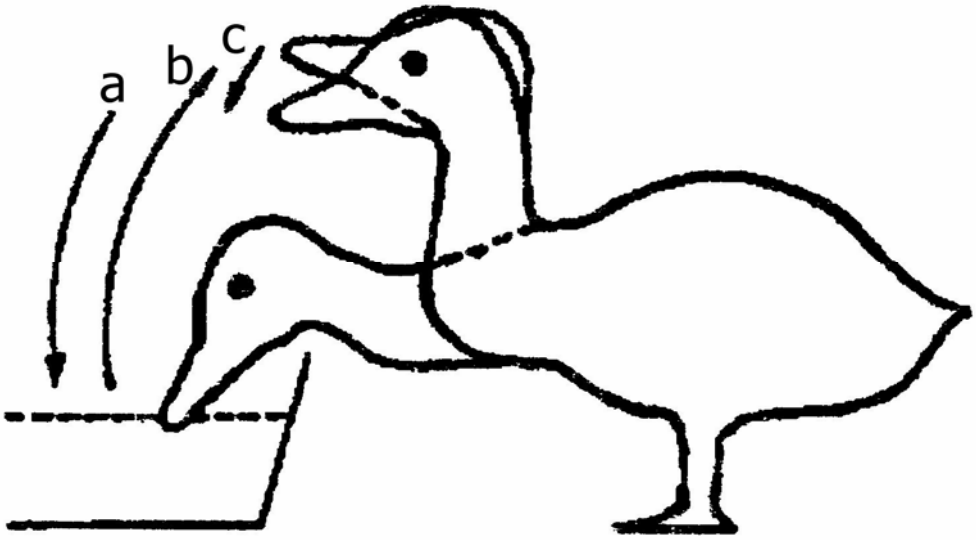


Abbildung 1: Bewegungsmuster des Trinkens bei Enten (nach Reiter 1993)

a) Annäherungs- und Eintauchphase

b) Kopfheben mit Bewegungen zum Abschlucken

c) Rückführungsphase

Ein weiteres Verhaltensmuster der Enten ist das Komfortverhalten. Zu diesem zählen alle Verhaltensweisen, die der Reinigung und Pflege des Gefieders dienen. Steht den Tieren offenes Wasser zur Verfügung, tauchen sie Kopf und Hals in das Wasser, richten dann ruckartig den Vorderkörper auf, biegen den Hals dabei nach hinten, um das aufgenommenen Wasser über Schultern und Rücken abfließen zu lassen. Ebenfalls zum Komfortverhalten zählt das Schnabelwaschen, welches der Reinigung der Nasenlöcher dient. Dabei taucht die Ente den Schnabel in das Wasser und bläst sowohl Wasser als auch Luft durch ihre Nasenlöcher (REITER, 1997).

Enten besitzen zudem die Angewohnheit, nach der Futteraufnahme zum Wasser zu wandern um dort das Futter, besonders Trockenfutter, einzuweichen und es erst dann abzuschlucken.

2.4.2 Vorteile und Nachteile unterschiedlicher Entenränken

Jedem Tier sollte eine bedarfsgerechte, stressfreie Aufnahme von schmackhaftem Wasser an einer geeigneten Tränke ermöglicht werden (KAMPHUES, 1994). Derzeit kommen verschiedene Tränken, wie Nippel-, Rund- und Rinnentränken bei Enten zum Einsatz. Allerdings sind im Handel bisher keine reinen Ententränken erhältlich (BRINKMANN ET AL., 1990).

Generell sollten die Tränken gegen Störungen jeglicher Art unempfindlich sein, möglichst nicht schnell verschmutzen, zuverlässig funktionieren und Arbeit einsparen (TÜLLER, 1988). Diesen Anforderungen entspricht die Nippeltränke aufgrund Ihres geschlossenen Systems. Sie garantiert Trinkwasserqualität wenn keine Auffangschalen montiert sind, aus denen die Tiere ebenfalls trinken können. Nippeltränken verursachen nur geringe Wasserverluste und sind unempfindlich gegenüber Verschmutzungen; außerdem ist ein schneller Nachfluss von Wasser gewährleistet (PINGEL, 2000; THOBY ET AL., 1991).

Laut BRINKMANN ET AL. (1990) werden die Nippeltränken sehr gut von Küken angenommen. Im Gegensatz dazu geben THOBY ET AL. (1991) zu bedenken, dass junge Enten möglicherweise schwerer an Nippeltränken zu gewöhnen sind, da sie Wasser durch Sog aufnehmen und diese Tränke somit nicht dem natürlichen Wasseraufnahmeverhalten von Enten entspricht (PINGEL, 2000; KNIERIM ET AL., 2004). Allerdings entwickeln die Tiere eine Strategie, wie sie Wasser aus den Nippeln aufnehmen können. So stellte PINGEL (2000) fest, dass Pekingenten - wenn sowohl offene Tränken als auch Nippeltränken bereitgestellt wurden - beide Systeme nutzten, ohne eine Abneigung gegenüber der Nippeltränke zu zeigen. Zu bedenken ist weiterhin, ob die Enten über die Nippel ausreichend Wasser aufnehmen können (BRINKMANN ET AL., 1990). PINGEL (2000) bestätigt, dass gerade bei hohen Umgebungstemperaturen Nippeltränken zur Wasserversorgung nicht ausreichen. Hinzu kommt, dass das Schnabelwaschen und somit ein Reinigen der Nasenlöcher nicht möglich ist.

Im Gegensatz zur Nippeltränke haben offene Tränken wie Rinnen- und Rundtränken den Vorteil, dass sie bei richtiger Breite und Tiefe dem Wasseraufnahmeverhalten der Enten entsprechen (PINGEL, 2000). Bei diesen Tränken können die Enten den Schnabel und die Nasenlöcher zur Reinigung eintauchen. Obwohl die Tiere bei Rundtränken Wasser über ihren Körper laufen lassen können, stellten KNIERIM ET AL.

(2004) durch Verhaltensbeobachtungen fest, dass die Tiere nur bis zu einem Alter von drei Wochen arttypisches Komfortverhalten zeigten. Danach war dies, vermutlich aufgrund des fest eingestellten Wasserstandes von zwei Zentimetern, nicht mehr zu beobachten. Es wurde zudem nachgewiesen, dass die Pekingenten Rinnen- gegenüber Rundtränken bevorzugen (COOPER ET AL., 2001).

Laut BRINKMANN ET AL. (1990) haben Rundtränken den Vorteil, dass sie in der Anschaffung preiswert sind sowie eine leichte Montage ermöglichen, und wie Nippeltränken, durch Höhenregulierbarkeit an die jeweilige Größe der Tiere angepasst werden können. Aus einer Studie von KNIERIM ET AL. (2004) geht dagegen hervor, dass Rundtränken mit besonders breitem Rand, für junge Küken einen Nachteil darstellen, da sie aufgrund des hohen Randes, für die Küken zum Trinken schlecht zugänglich sind. Weiter besteht die Gefahr, dass die Küken auf die Wasseroberfläche gelangen, aber nicht, selbstständig wieder herunter.

Rinnentränken dagegen haben den Nachteil, dass der Einbau und Anschluss sowie die Wasserregulierung schwierig zu gestalten sind (BRINKMANN ET AL., 1990). Auch hier besteht die Gefahr, dass die Küken auf die Wasserfläche hinauf aber nicht wieder herunter gelangen. (KNIERIM ET AL. 2004).

Als Nachteile dieser beiden Tränken sind der hohe Wasserverbrauch beziehungsweise die hohen Wasserverluste durch Spritzwasser und eine schnelle Verschmutzung zu werten (PINGEL, 2000).

Aus dem oben genannten Verhalten der Enten resultiert bei offenen Tränken ein zusätzlicher Wasserverlust durch unterschiedlich hohen Spritzwasseranteil sowie dem damit einhergehenden höheren Gülleanfall. Der dadurch vermehrte Bedarf an Einstreu und Güllekapazität, somit längere Arbeitszeit und höhere Kosten hat für die Betriebe wirtschaftliche Konsequenzen (BRINKMANN ET AL., 1990).

Aufgrund der Affinität der Tiere zu Wasser resultiert die Annahme, dass den Tieren ausreichend Bademöglichkeiten zur Verfügung stehen müssen. Dennoch wurde beobachtet, dass die Tiere auch ohne Zugang zu offenem Wasser eine Art Badeverhalten beibehalten, das so genannte Trockenbaden. Die Praxis hat gezeigt, dass Enten, die ohne Bademöglichkeiten gehalten werden, weder Äußerungen der Frust-

ration noch Nachteile im Wachstum und in ihrer Gesundheit aufzeigen (PINGEL, 2000).

2.4.3 Versuche mit verschiedenen Tränken bei Enten und anderen Tierarten hinsichtlich der Hygiene

In den Untersuchungen von KNIERIM ET AL. (2004) bei Moschusenten wurde der Gehalt an Gesamtkeimen und der Gehalt an Enterobakterien aus Wasserstichproben von Nippel- und Rundtränken über vier Durchgänge bestimmt. In dieser Studie war der Keimgehalt der Nippeltränken durchgehend geringer als bei den Rundtränken. Aber auch sie überschritten die angegebenen Werte laut Trinkwasserverordnung.

So ergaben zum Beispiel breite Rundtränken in den ersten drei Lebenswochen einen Mittelwert von 8.930.000 KbE/ml und in der vierten bis zehnten Lebenswoche von 1.484.000 KbE/ml an Gesamtkeimen. Die höheren Keimzahlen in den ersten drei Lebenswochen lassen sich dadurch erklären, dass die Tiere versuchten, in die Tränken zu gelangen, wodurch Kot in das Wasser eingetragen wurde. In Verbindung mit den hohen Raumtemperaturen während dieser Periode kam es zu einem höheren Anstieg an KbE/ml als zu Mastende hin. Im Vergleich dazu lagen die Gesamtkeimzahlen bei den Nippeln in den ersten drei Lebenswochen bei 220 KbE/ml und ab der vierten bis zehnten Lebenswoche bei 600 KbE/ml (KNIERIM ET AL., 2004).

Hinsichtlich der Enterobakterien kam es an der Rundtränke mit breitem Rand zu 3.428.000 KbE/ml bis zur dritten Woche und ab der vierten Woche zu 163.000 KbE/ml. Bei der Nippeltränke wurden nur 120 KbE/ml bis zur dritten Woche und 300 KbE/ml an Enterobakterien ab der vierten Woche gemessen (KNIERIM ET AL., 2004).

Die Keimzahlen in Wasserproben von Nippeltränken und offenen Schalentränken variieren sehr stark. So findet man bei Nippeltränken bis zu 100 Keime/ml, dagegen liegt der Wert für offene Tränken um den Faktor 10.000 höher (REETZ, 2002).

Bei bakteriologischen Untersuchungen des Wassers aus drei verschiedenen Tränkesystemen (Rinne, Rund, Nippel) an zwei Untersuchungsabschnitten bestätigte GUSE (1971) die Unterschiede der drei Tränkevarianten hinsichtlich der Qualität des Wassers bei Hühnern. So waren an den Nippeln zwischen 160 und 46.500, im Mittel (n=10) 1289 bzw. 6694 KbE/ml zu verzeichnen. Die geringsten Keimzahlen hatten die Nippeltränken, gefolgt von den Rinnentränken, die im Mittel (n= 4) 172.013 bzw.

415.500 KbE/ml aufwiesen und den Rundtränken (Mittel (n= 11) 484.130 beziehungsweise 247.403 KbE/ml) mit den höchsten Keimzahlen (GUSE, 1971). Nach Meinung von ADRIAN UND HILLIGER (1992) kann ein Richtwert von 7000 KbE/ml für Nippeltränken angenommen werden. Dieser kann als Beurteilungshilfe für Durchschnittswerte, wenn die Befunde von mindestens fünf Probenahmen in einem Stall vorliegen, herangezogen werden.

Eine weitere Untersuchung des Tränkewassers auf dessen Keimgehalt führte auch NAGEL (1974) im Rahmen einer Studie durch. Er stellte beim Geflügel folgende Keimgehalte in verschiedenen Tränken fest: In der Rinnentränke mit Federventil 1,3 x 10^5 KbE/ml, in Rundtränken 1,1 x 10^6 KbE/ml und in Nippeltränken nur 2,1 x 10^3 KbE/ml.

Da es im Bereich Tränkewasserhygiene bei der Pekingente bisher nicht viele Erkenntnisse gibt, wurden Untersuchungen bei anderen Tierarten zu Hilfe genommen. Bei einem Feldversuch in einem Aufzuchtstall für Ferkel erreichten Wasserproben aus Beckentränken Koloniezahlen von bis zu 10^6 KbE/ml. Trotz Reinigung und Desinfektion war bereits nach 30 Minuten ein deutlicher Keimanstieg zu verzeichnen. Nach 60 Minuten hatte sich die ursprüngliche Keimzahl erneut eingestellt (BERNER UND SIMLACHER, 1977). Dies erklärten sich die Autoren mit dem massiven Eintragen von Keimen, die an Maul, Futter sowie durch Hineinkoten und Hineinstehen der Tiere erfolgte. VAN CUYCK UND BAETEN (1993) setzen den Anspruch, dass der Gehalt an Escherichia coli unter 100 KbE/ml und die Gesamtkeimzahl unter 100.000 KbE/ml im Tränkewasser für Schweine liegen soll. Dagegen sind BERNER UND SIMLACHER (1977) der Meinung, dass dies - trotz täglicher Reinigung und Desinfektion - nicht annähernd erfüllt werden kann. Obwohl Schweine ebenfalls vom natürlichen Verhaltensrepertoire Saugtrinker sind und somit eine Beckentränke zum Eintauchen des Kopfes eine geeignetere Tränkeform für das Schwein darstellt, fanden BROCKS UND CARPENTER (1990) heraus, dass Schweine - wenn Sie die Möglichkeit haben - den Beißnippel gegenüber einer Beckentränke bevorzugen, wenn diese mit Kot und Futterresten verschmutzt ist. Ob dies auf das Verhalten der Pekingente übertragbar ist, ob sie also das hygienisch einwandfrei Wasser auf Kosten des natürlichen Verhaltensmusters bevorzugen würde, ist fraglich, da es hierüber in der Literatur bisher keine Erkenntnisse gibt.

2.4.4 Hygienischer Anspruch an das Tränkewasser

Die Bedeutung des Wassers für die Gesundheit, für das Wohlbefinden und die Leistung der Tiere wird häufig unterschätzt. Gerade das Tränkewasser spielt eine große epidemiologische Rolle für die Übertragung von Krankheitserregern beim Tier. Zum einen können sich im Wasser primär vorhandene obligate oder fakultative pathogene Keime vermehren, die einerseits in den Wasserssystemen und Tränkeeinrichtungen vorkommen, andererseits über Futter, Maul, Nase, Staub und Kot in das System gelangt sind. Prinzipiell kann jede Nutztiererkrankung auf oralem Infektionsweg über das Wasser übertragen werden. Gerade Salmonellen spielen in diesem Zusammenhang eine große Rolle (BÖHM, 1986).

In der Regel stammt das für die Tiere bereitgestellte Wasser in Deutschland aus dem öffentlichen Netz, das aus dem Grundwasser hervorgeht. Bei der Bereitstellung von Wasser für Tiere wird oft zur Beurteilung des Wassers die Trinkwasser-Verordnung herangezogen, da es keine spezielle Tränkewasser-Verordnung zum Schutze der Tiere gibt. Allerdings lässt sich die Trinkwasser-Verordnung nicht immer anwenden. Gründe dafür sind zum Beispiel Betriebe, die eigene Brunnen und Bohrlöcher für die Wasserversorgung nützen oder auf der Weide gehaltene Tiere, denen ein Wasserwagen als Trinkwasserquelle angeboten wird. In solchen Fällen ist es häufig nicht möglich die Wasserqualität regelmäßig zu überprüfen. Es sollten hierbei zusätzlich tierartspezifische und praktische Gesichtspunkte berücksichtigt werden (HARTUNG ET AL., 2000). BÖHM (2000) gibt dabei zu bedenken, dass eine qualitative Beurteilung des Tränkewassers schwierig ist, da das tierartspezifische Verhalten bei der Wasseraufnahme und das Tränkesystem selbst zur sekundären Kontamination und somit zur Keimvermehrung führen kann.

Aufgrund dessen, das es keine verbindlichen Standards in Bezug auf die Tränkewasserqualität in der Nutztierhaltung gibt, sollte sich die Tränkewasserqualität an den Anforderungen der Trinkwasser-Verordnung orientieren. Das Tränkewasser für landwirtschaftliche Nutztiere sollte grundsätzlich die gleiche Qualität wie das Trinkwasser für den Menschen haben (KOLB UND GÜRTLER, 1967; BERNER UND SIMLACHER, 1977; MEHLHORN, 1979; BÖHM, 1986; MÜLLER 1986). Allerdings sieht BÖHM (2000) keine Gefahr, wenn die Gesamtkeimzahl minimal über den Richtwerten der Trinkwasser-Verordnung liegt. Auch GUSE (1971), bei dessen Wasseruntersuchungen aus verschiedenen Tränken bei Hühnern alle Proben über den zulässigen Keimzahlen

der Trinkwasser-Verordnung lagen, ist der Meinung, dass dies für den Tierbestand unter normalen Umständen nicht bedenklich sei. Er geht davon aus, dass Tiere, die in einem geschlossenen System leben, eine Immunität gegenüber den stallspezifischen Keimen ausbilden. Nur so sei es zu erklären, dass es durch die hohen Keimzahlen im Tränkewasser nicht zu hohen Verlusten kommt.

Aus SASSENS (1999) eigenen Feldprobenergebnissen ist ersichtlich, dass das Wasser, das von den Tieren direkt aus der Tränkevorrichtung aufgenommen wird, aus mikrobiologischer Sicht selten der Trinkwasserqualität entspricht, obwohl den Tieren Wasser mit Trinkwasserqualität zur Verfügung gestellt wurde. SASSEN (2000) fordert anhand seiner eigenen Untersuchungen des Wassers grundsätzlich den Grenz- und Richtwerten der Trinkwasser-Verordnung zu folgen. Seiner Meinung nach muss der Ansatz bei der Konstruktion der Tränken erfolgen, um eine Verbesserung der mikrobiologischen Qualität des Tränkewassers zu erzielen.

HARTUNG ET AL. (2000) sehen es als diskussionswürdig an, ob es notwendig ist, dass das Tränkewasser Trinkwasserqualität besitzen soll - gerade aus praktikabler und tiergesundheitlicher Sichtweise. BÖHM (1986) stellt die Frage, warum so hohe Anforderungen an das Tränkewasser von Nutztieren gestellt werden und führt als Beispiel Wildtiere an, deren aufgenommenes Wasser nicht unbedingt Trinkwasserqualität entspricht - ohne dass dies zu schweren Störungen der Gesundheit führt. Laut BÖHM (1986) seien diese Anforderungen nicht überzogen, denn bei den Nutztieren findet keine natürliche Selektion durch Krankheitsresistenz statt. Es ist nur ein Erfolg in der Produktion und somit ein Gewinn zu erzielen, wenn die Bedingungen an die Haltung sowie der Keimdruck der Tiere optimiert sind. Es können nicht alle wichtigen Faktoren bedacht und das wichtigste Nahrungsmittel Wasser vernachlässigt werden (BÖHM, 1986).

2.5 Keime

2.5.1 Enterobacteriaceae

Die Familie der *Enterobacteriaceae* wird mit weiteren Familien wie der Pasteurellaceae und der Familie der Vibrionacae in Bergey's Manual of Determinative Bacteriology der Gruppe 5 zugeordnet. Bei diesen Familien handelt es sich um gramnegative, fakultativ anaerobe Stäbchenbakterien.

Die Familie der *Enterobacteriaceae* selbst umfasst Gattungen und Arten, die tier- und menschenpathogen sein können. Derzeit werden dieser Familie über 100 Spezies zugerechnet, wobei nur ein Viertel humanpathogen sind. Unter diesen Gattungen und Arten gibt es Keime, die klassische Erkrankungen mit typischen Symptomen hervorrufen, wie zum Beispiel Pest oder Typhus. Ein großer Teil der Keime dieser Familie sind als Opportunisten an nosokomiale Infektionen beteiligt, wie zum Beispiel an Harnwegsinfektionen oder Pneumonien.

Stäbchenbakterien der Familie *Enterobacteriaceae* zeigen große Stoffwechselaktivität, die man sich bei der Identifikation zunutze macht. Des Weiteren besitzen *Enterobacteriaceae* Pathogenitätsfaktoren wie Invasine, Endotoxine und Exotoxine, die in der Pathogenese der verschiedenen Infektionen eine große Rolle spielen (KAYSER ET AL., 1997; SELBITZ, 2002).

Zu den wichtigsten Gattungen der Familie der *Enterobacteriaceae* zählen:

> *Escherichia, Salmonella, Klebsiella, Shigella, Yersinia, Citrobacter, Enterobacter, Hafnia, Serratia, Proteus*.

In dieser Studie dienen Salmonellen als Indikatorkeime weshalb auch nur diese in der Literatur genauer beschrieben werden. Den anderen Gattungen der Familie *Enterobacteriaceae* wird keine weitere Aufmerksamkeit zu teil.

2.5.2 Salmonella

Die Gattung *Salmonella* gehört zur Familie der *Enterobacteriacae*. Bei Salmonellen handelt es sich um gramnegative, sporenlose Stäbchenbakterien, die durch ihre peritriche Begeißelung beweglich sind (GRIMONT ET AL., 2000). Salmonellen haben unter anderem folgende biochemische Eigenschaften: Harnstoff wird nicht hydrolysiert, die Aminosäuren Tryptophan und Phenylalanin werden nicht desaminiert, die Kohlenhydrate Lactose und Adonitol werden nicht fermentiert, Glucose wird abgebaut, aus Thiosulfaten werden Hydrogensulfate produziert ; Lysine sowie Ornithine werden decarboxyliert (GRIMONT ET AL., 2000).

An der Oberfläche von Salmonellen kann man drei verschiedene Antigene – Zellwand-, Geißel- und Kapselantigene unterscheiden. Bei den Zellwandantigenen, so genannten O-Antigenen, handelt es sich um Bestandteile des LPS-Komplexes der Zellwand. Geißelantigene, die H-Antigene genannt werden, sind Proteineinheiten, die in der Geißel vorkommen. H-Antigene liegen häufig zweiphasig vor. Kapselantigene, so genannte Vi-Antigene spielen bei Salmonellen eine untergeordnete Rolle (GRIMONT ET AL., 2000; SELBITZ, 2002).

Der Genus *Salmonella* besteht nach POPOFF ET AL. (1998) aus zwei Spezies, der Spezies *Salmonella enterica*, welche unterteilt ist in sechs Subspezies, und der Spezies *Salmonella bongori.*

Genus ***Salmonella***

Salmonella enterica Salmonella bongori

Subspezies

- *S. enterica* subsp. *enterica*
- *S. enterica* subsp. s*almae*
- *S. enterica* subsp. *arizonae*
- *S. enterica* subsp. *diarizonae*
- *S. enterica* subsp. *houtenae*
- *S. enterica* subsp. *indica*

Die Subspezies wiederum untergliedern sich in eine Vielzahl von Serovaren. Diese differenziert man anhand des Nachweises der so genannten Zellwandantigene und der Geißelantigene (GRIMONT ET AL, 2000)

Nach POPOFF ET AL. (1998) werden die Serovare, die der Subspezies *S. enterica* ssp. *enterica* angehören, gewöhnlich nach dem geographischen Ort benannt, an dem sie zum ersten Mal isoliert worden sind. Serovare, die einer anderen Subspezies angehören, werden im Anschluss an ihren Namen mit Ihrer antigenetischen Formel bezeichnet. Diese *Salmonella* Serovare und ihre antigenetische Formel sind im Kauffmann-White–Schema aufgelistet. Derzeit sind, einschließlich der Ergänzungen durch das Supplement No. 41 (1997) 2449 Serovare definiert. Davon allein gehören 1443 Serovare zur Gruppe *S. enterica* ssp. *enterica*. Dieses Schema wird regelmäßig durch das WHO Collaborating Centre of Reference and Research of Salmonella auf den neuesten Stand gebracht.

Zur Isolierung von Salmonellen werden folgende Schritte vorgenommen: Voranreicherung, Anzüchten auf Selektivnährböden, biochemische und serologische Bestätigung. Häufig sind Salmonellen, die in den Proben vorkommen, subletal geschädigt, jedoch unter den richtigen Voraussetzungen lebensfähig und somit pathogen. Mit

Hilfe der Voranreicherung in flüssigen Medien können solche geschädigten Salmonellen wieder belebt werden. Derzeit sind folgende drei Selektivanreicherungsmedien am weitesten verbreitet: das Flüssigmedium auf der Basis von Tetrathionat und Selenit sowie die Bouillon nach Rappaport-Vassiliadis (WALTMAN, 2000). Die Voranreicherung dient dazu, durch Wiederbelebung der subletal geschädigten Salmonellen die Anzahl dieser in der Probe zu steigern und erhöht die Chancen, sie auf dem Nährboden wieder zu finden.

Es sind eine Vielzahl an Nährboden für die Isolierung von Salmonellen entwickelt worden. Alle enthalten sie Substanzen, die es ermöglichen, Salmonellen von anderen Bakterien abzugrenzen (WALTMAN, 2000). SO basiert die selektive Eigenschaft des Gassner-Nährbodens auf dem Inhaltsstoff Lactose: Mittels Farbumschlages eines zugesetzten Indikators können lactosenegative Salmonellen von Kolonien lactosepositiver Bakterien unterschieden werden. Ein weiterer Selektivagar ist der XLT 4-Agar, der salmonellenverdächtige Kolonien schwarz anzeigt. Dies beruht auf der Eigenschaft der Salmonellen H_2S zu bilden, in deren Folge Sulfide entstehen, die der Kolonie ihre schwarze Farbe verleihen. Der Rambach-Agar enthält Propylenglykol, bei dessen Abbau durch Salmonellen eine Säure entsteht, wodurch die Salmonellenkolonien eine charakteristische Rotfärbung erfahren. Zusätzlich enthält der Rambach-Agar chromogene Substanzen durch die die ß-Galaktosidaseaktivität anderer *Enterobacteriaceae* sichtbar gemacht wird; diese erscheinen als blaugrüne Kolonien (WALTMAN, 2000; SELBITZ, 2002). Es wird empfohlen, mindestens zwei verschiedene Selektivnährböden zur Isolierung heranzuziehen (WALTMAN, 2000).

Die auf den Nährböden gefundenen verdächtigen Salmonellenkolonien werden anschließend anhand ihrer biochemischen Eigenschaften differenziert. Diese hat man sich in kommerziell erhältlichen Testsystemen zu Nutze gemacht. Der Enterotube® (Becton-Dickinson) stellt ein solches Testsystem dar, mit dem eine korrekte und sichere Identifikation von Salmonellen möglich ist (JONES ET AL., 2000). Nach einer vorausgegangenen biochemischen Bestätigung erfolgt die serologische Abklärung, indem mit omnivalenten und polyvalenten Antiseren, die aus immunisierten Kaninchen gewonnen werden, die charakteristischen Oberflächenantigene (O- und H-Antigene) nachgewiesen werden. Dazu ist eine vorherige biochemische Bestätigung wichtig, denn die Testseren können mit ähnlichen Antigenen von anderen *Entero-*

bacteriaceae (zum Beispiel mit *Citrobacter* spp.) reagieren. Eine positive serologische Reaktion ist in einer Objektträgeragglutination makroskopisch zu erkennen (JONES ET AL., 2000)

Häufig ist der Nachweis des Serovar nicht ausreichend. Besonders nicht bei Serovaren, die Zoonoseerreger darstellen. Für das Auffinden von Übertragungswegen zwischen verschiedenen Tierarten oder Tierbeständen, Lebensmitteln und Menschen ist die Differenzierung verschiedener Stämme innerhalb eines Serovars, gerade bei *S. typhimurium* und *S. enteritidis*, entscheidend (SELBITZ, 2002). In der Diagnostik ist besonders die Lysotypie von Bedeutung. Diese Methode, auch Phagentypisierung genannt, dient zur Typendifferenzierung von Bakterienarten mit Hilfe von Bakteriophagen. Zur Bestimmung der Lysotypen von *S. typhimurium* wird das erweiterte Schema von ANDERSON (1977) genutzt. Für *S. enteritidis* ist das Schema von WARD ET AL. (1987) weit verbreitet (GRIMONT ET AL., 2000).

2.5.3 Erkrankungen von Mensch und Tier

Man kann die für Mensch und Tier bedeutenden Salmonellen einer der folgenden epidemiologischen Gruppe zuordnen (BLAHA, 1993):

1) Speziesadaptierte Serovare, die epidemisch vorkommen:

   S. typhi und *paratyphi* beim Mensch

   S. abortusovis beim Schaf

   S. dublin beim Rind

   S. gallinarum-pullorum beim Huhn

   ⇒ Die Serovare, die tieradaptiert sind, stellen keine Gefährdung für den Menschen dar.

2) Nicht speziesadaptierte, sporadisch vorkommende Serovare:

   S. agona

   S. infantis

   S. saintpaul

   Und mehr als 2000 weitere Serovare (SELBITZ, 2002).

   ⇒ Diese Serovare können auch humanpathogen sein und somit eine Gefahr für die Gesundheit des Menschen darstellen. Bei Tiere verursachen diese Serovare vorwiegend latente Infektionen (SELBITZ, 2002).

3) Nicht speziesadaptierte, endemisch vorkommende Serovare:

   S. typhimurium

   S. enteritidis

   ⇒ Oben genannte Serovare werden über Lebensmittel übertragen und sind nicht virulenter als die unter Punkt 2) genannten Serovare. In der Regel werden in Lebensmitteln Keimmengen übertragen, die eine echte Populationsrelevanz darstellen.

Eine Abtötung von Salmonellen im Lebensmittel ist möglich, bei einer Kerntemperatur im Lebensmittel von 70°C und einer Dauer von zehn Minuten (KRÄMER, 1997).

Salmonellen scheinen auf den Verdauungstrakt von Mensch und Tier beschränkt zu sein. Das Vorkommen in einem anderen Habitat wie zum Beispiel in Wasser, in Lebensmitteln und in der Natur ist durch fäkale Kontamination zu erklären (GRIMONT ET AL., 2000).

So stellte HENRY (2000) bei klinischen Untersuchungen fest, dass Pekingenten beziehungsweise Mulardenenten nicht selten mit Salmonellen infiziert sind, aber selten daran erkranken. Klinisch auffällige Tiere sind in der Regel sehr junge Enten meist unmittelbar nach dem Schlüpfen. Die Symptome sind ähnlich wie bei anderen bakteriellen Infektionen. Die Tiere sind apathisch und nehmen weniger Futter sowie Wasser auf. Hinzu kommt ein Durchfall, der die Tiere austrocknen lässt. Zentralnervöse Störungen bis hin zum Koma und raschen Tod sind möglich. Sollten Tiere genesen, sind sie in der Regel für den Landwirt unwirtschaftlich.

Nach BUCHHOLZ UND FAIRBROTHER (1992) sind *S. pullorum* und *S. gallinarum* Salmonellen, die eine Erkrankung oder ein Trägerstatus bei Hühnern und Puten hervorrufen, aber nicht pathogen für Enten sind. PRICE ET AL. (1961) isolierte über zehn Jahre 491 Salmonellen post-mortem bei 7.029 Enten, aus der Leber und aus Entzündungsherden. Dabei handelte es sich in 93% der Fälle um *Salmonella typhimurium* und bei 7% um andere Serovare. Bei einer ähnlichen Studie aus der Slowakei von SIMKO (1988) wurden 679 Salmonellen isoliert aus verschiedenen Organen post-mortem bei Enten, dabei handelte es sich bei 61% um *S. typhimurium*, bei 22% um *S. anatum* und bei 4% um *S. meleagridis*, die restlichen 13% fielen auf andere Serovare.

Laut Bericht über die epidemiologische Situation der Zoonosen in Deutschland für das Jahr 2002, ist bei Enten eine hohe Salmonellarate festzustellen. Diese liegt bei 7,87% der 178 untersuchten Entenherden aus 6 Bundesländern. Bei Einzeltieren ergaben sich Werte von 10,59%. Bei Enten ist *S. Typhimurium* häufiger als *S. Enteritidis* gefunden worden. Bei diesen Vögeln wurden in bis zu 2,48% der Einzeltieruntersuchungen *S. Typhimurium* isoliert (HARTUNG, 2003).

Laut SELBITZ (2002) sind die Serovare *Typhimurium* und *Enteritidis*, die am häufigsten bei der Ente vorkommenden. Dies lässt sich mit dem hohen Infektionsdruck erklären, dem Enten auf stehendem und verschlammtem Gewässer ausgesetzt sind.

Die Infektion der Ente kann sowohl horizontal als auch vertikal erfolgen. Eine horizontale Ausbreitung erfolgt in der Regel über das Futter, über die Einstreu, durch wildlebende Vektoren oder durch die Umgebung (HENRY, 2000). Bei einer oralen Infektion sind mindestes 10^6 Keime erforderlich. Geringere Keimzahlen führen in der Regel zu latenten Infektionen mit vorübergehender Besiedelung des Verdauungstraktes. Eine vertikale Übertragung ist durch eine Infektion des Eis schon im Oviduct möglich oder nach der Eiablage durch Beschädigung der Eihaut (HENRY, 2000).

Beim Menschen unterscheidet man bei den Salmonellosen zwischen Typhus, verursacht durch die humanadaptierten Serovare *Typhi* und *Paratyphi*, und der Enteritis-Salmonellose. Diese wird durch nicht wirtsadaptierte Serovare verursacht, wobei es sich in der Regel um *S. typhimurium* und *S. enteritidis* handelt. Die Infektion des Menschen erfolgt in der Regel oral über kontaminierte Lebensmittel. Das es dadurch aber zu einer Infektion kommt muss im allgemeinen eine ziemlich große Zahl an Keimen abgeschluckt werden. So müssen einige 100.000 bis viele Millionen Salmonellen in den Magen gelangen. Das klinische Erscheinungsbild geht mit gastrointestinalen Störungen wie Durchfall und Erbrechen einher. Aufgrund des starken Durchfalls besteht die Möglichkeit eines großen Wasser- und Elektrolytverlustes mit Todesgefahr infolge eines Hypovolämischen Schocks. Immer häufiger kann man septikämische Verlaufsformen mit langandauernden Fieberschüben beobachten (SANDER, 1993).

Im Jahr 2002 wurden - laut Bericht über die epidemiologische Situation der Zoonosen in Deutschland 2002 – insgesamt 72.377 Salmonellen-Meldungen beim Mensch übermittelt. Bei den Fällen die mit Angaben zum Serovar übermittelt wurden, handelte es sich in 75% der Fälle um *S. Enteritidis* und in 19% der Fälle um *S. Typhimurium*. Alle anderen Serovare machten lediglich 6% aus (ALPERS UND SCHNITZLER, 2003). Die folgende Tabelle 1 zeigt nach ALPERS UND SCHNITZLER (2003) die 26 häufigsten Nennungen von Serovaren bei den übermittelten Fällen in denen Angaben zum Serovar vorlagen.

Tabelle 1: Verteilung der 26 häufigsten Serovare bei den übermittelten Salmonella-Fällen in Deutschland, 2002 (nach ALPERS UND SCHNITZLER, 2002)

Serovar	Anzahl der Fälle
S. Enteritidis	49582
S. Typhimurium	12520
S. Infantis	566
S. Virchow	310
S. Derby	207
S. Bovismorbificans	185
S. Brandenburg	166
S. Hadar	156
S. Goldcoast	128
S. Oranienburg	128
S. Agona	103
S. Braenderup	91
S. Newport	90
S. Kentucky	78
S. Panama	77
S. Blockley	76
S. Livingstone	72
S. Saintpaul	72
S. Anatum	68
S. Heidelberg	58
S. London	52
S. Give	51
S. Manhattan	50
S. Kottbus	48
S. Montevideo	47
S. Muenchen	47

2.6 Ammoniak, seine Entstehung im Stall sowie Auswirkungen auf das Tier

Ammoniak (NH_3) ist ein stark reizendes, farbloses Gas (AL HOMIDAN ET AL., 2003). Es hat einen stechenden Geruch, ist leichter als Luft und in Wasser löslich (TÜLLER UND ALLMENDINGER, 1990). Ammoniak entsteht durch mikrobielle Zersetzung der stickstoffhaltigen Anteile in Kot und Harnsäure (AL HOMIDAN ET AL., 2003). Nach Ansicht von TÜLLER (1993) sollte der Gehalt an Ammoniak im Entenstall zehn ppm nicht übersteigen. Diese werden auch in den Mindestanforderungen für Pekingmastenten des Landes Bayern gefordert und sollen 20 ppm nicht dauerhaft überschreiten.

Die Ammoniakkonzentration im Stall ist von einer Vielzahl von Faktoren abhängig. Hier sind nicht nur die eingestellte Ventilation, die Feuchtigkeit und die Temperatur im Stall, sondern auch das Alter und der Zustand der Einstreu, die Einstalldichte und das Alter der Tiere zu nennen (IVOS ET AL., 1966; CARR ET AL. 1990, WEAVER ET AL., 1991; AL HOMIDAN ET AL., 2003).

So kommt es zu einer raschen Zersetzung des Kotes in zu feuchter Einstreu und einer beschleunigten Bildung von Ammoniak und anderen Schadgasen. Da Ammoniak wasserlöslich ist, verteilt sich dieses Schadgas sehr stark in feuchter Luft (AL HOMIDAN ET AL., 2003; PINGEL, 2000). Aufgrund des hohen Wassergehaltes – 85% bis 90% - im frischen Entenkot, kommt es zu einer hohen Luftfeuchtigkeit, wenn keine ausreichende Ventilation gewährleistet ist (PINGEL, 2000).

Auch WEAVER ET AL. (1991) stellten fest, dass die Ammoniakkonzentration bei Broilern mit steigender Luftfeuchtigkeit anstieg.

Höhere Temperaturen steigern die bakterielle Zersetzung und damit die NH_3-Produktion. Zusätzlich fördern hohe Temperaturen den Übergang von Ammoniak aus der Einstreu in die Luft. Gerade in den kälteren Jahreszeiten kann dies zum Problem werden, wenn die Landwirte Energie sparen wollen und daraufhin die Ventilation minimieren, um so die Raumtemperatur beizubehalten. Dies kann dazu führen, dass Ammoniak akkumuliert und toxische Werte erreicht (AL HOMIDAN ET AL., 2003).

Ebenfalls steigen die Ammoniakwerte an, wenn hohe Temperaturen im Stall vorherrschen und zusätzlich eine erhöhte Feuchtigkeit der Einstreu besteht (CARR ET AL., 1990; IVOS ET AL., 1966).

STANLEY (1981) wiederum stellte fest, dass der Feuchtigkeitsgehalt der Einstreu bei erhöhter Besatzdichte zunimmt. THERESA UND WATHES (1989) entdeckten, dass die NH_3-Konzentration mit zunehmendem Alter der Tiere ansteigt.

AL HOMIDAN ET AL. (1998) befanden, dass bei den Einstreuvarianten Holzspäne oder Stroh bei Broilern signifikante Unterschiede bei der Bildung von Ammoniak bestehen. So ergaben die Messungen Ammoniakwerte von 7,7 ppm in den Ställen mit Holzspäne und 11,9 ppm in den Ställen mit Stroheinstreu.

Dagegen stellten THERESA ET AL. (1989) fest, dass die zwei verschiedenen Bodensysteme - Einstreu und Spaltenboden - die Ammoniakkonzentration bei Broilern nicht beeinflussten.

Zusammenfassend kann man sagen, dass in der Stallluft mit höheren Ammoniakwerten zu rechnen ist, je geringer die Ventilationsrate ist und je höher die Temperatur und die relative Luftfeuchte liegen (TÜLLER ET AL., 1990).

Die Folgen bei zu hohen Ammoniakkonzentrationen im Stall können unterschiedliche Auswirkungen haben. Ammoniak reizt bei höheren Konzentrationen die Schleimhäute der Augen und des Atmungstraktes (TÜLLER ET AL., 1990; F.S. CARLILE, 1984). Nach TÜLLER ET AL. (1990) reichen Werte um die 20 ppm aus, um die Zellwände des Respirationstraktes so zu schädigen, dass Krankheitserreger eindringen können. Auch OYETUNDE ET AL. (1978) bestätigten, dass es zu milden bis starken makroskopischen Veränderungen an der Trachea, Lunge und den Luftsäcke kommt, wenn die Tiere Ammoniak über einen längeren Zeitraum hinweg ausgesetzt sind. Dabei ist nicht nur der Respirationstrakt betroffen, es kommt auch häufig zu Keratokonjunktiviten (CARLILE, 1984; BULLIS ET AL., 1950).

Bei Tieren, die in Intensivhaltungen gehalten werden, spielt das Stallklima somit eine entscheidende Rolle. Ist dies nicht gewährleistet, lässt sich die genetischen Veranlagungen der Tiere nicht vollständig nutzen und auch der gewünschte wirtschaftliche Erfolg nicht erzielen (TÜLLER ET AL., 1990; PINGEL, 2000). Das Stallklima hat also einen wesentlichen Einfluss auf das Wohlbefinden der Tiere, auf ihre Vitalität und auf ihr Leistungsvermögen (PINGEL, 2000).

Nach der weit verbreiteten Einführung von Nippeltränken in Geflügelställen kam es zu einer Verbesserung des Ammoniakgehaltes in den Ställen, da diese Tränkvari-

ante einen großen Einfluss auf die Einstreufeuchte und somit auf die Ammoniakproduktion hat (AL HOMIDAN ET AL., 2003). Die beste Möglichkeit, den Ammoniakgehalt im Stall zu kontrollieren, ist eine angepasste Belüftung und ein gutes Einstreumanagement. Dabei wird darauf geachtet, dass die Einstreu möglichst trocken ist und ein Überlaufen der Tränken verhindert wird (AL HOMIDAN ET AL., 2003; TÜLLER ET AL., 1990).

2.7 Immunglobulin Y

Den Warmblütern stehen im Laufe der erreger- und antigenspezifischen Abwehr zwei Systeme zur Verfügung - die Immunzelle für die zelluläre Immunität und der Antikörper für die humorale Immunität. Beide Systeme stammen ursprünglich aus einer lymphopoetischen Zellreihe des Knochenmarks, sind jedoch funktionell als auch morphologisch unterschiedlich. So entstehen durch Differenzierung lymphoider Stammzellen im Knochenmark zwei Subpopulationen von Lymphozyten – die T-Lymphozyten und die B-Lymphozyten. Für die Ausbildung der humoralen Immunität sind die B-Lymphozyten verantwortlich. Diese reifen nach Kontakt mit freiem Antigen oder mit „vorbereitetem“ Antigen durch T-Lymphozyten oder Makrophagen zu so genannten Plasmazellen. Die aktivierte Plasmazelle produziert daraufhin die verschiedenen Antikörper. Diese antigenspezifische Form der körpereigenen Abwehr stellt die wirksamste Form der Abwehr dar (MAYR, 2002).

Antikörper sind Glykoproteine und werden als Immunglobuline bezeichnet. Die Immunglobuline von Hühnern bestehen, wie auch beim Säugetier, aus leichten und schweren Ketten, die durch Disulfidbrücken miteinander verbunden sind. Die Antikörper bestehen aus einer variablen Domäne mit zwei antigenbindenden Stellen und einer konstanten Domäne (ERHARD ET AL., 2000). Bei Hühnern erfolgt eine Unterscheidung grundsätzlich in IgG, IgM und IgA. LESLIE UND CLEM (1969) schlugen vor das aviäre IgG, welches die Hauptkomponente im Hühnerplasma darstellt, als IgY zu bezeichnen.

UNANUE & DIXON (1965) untersuchten Immunglobuline im Serum von Enten. Sie kamen zu dem Ergebnis, dass Enten IgM und zwei miteinander verwandte Formen von IgG besitzen. Das größere 7,8S IgG besitzt ein Molekulargewicht von 178 bis 200 kDa, schwere Ketten von 62 bis 67 kDa und leichten Ketten von 22 bis 25 kDa (NG

UND HIGGINS, 1986) und hat eine Halbwertszeit von 5,9 bis 6 Tagen (GREY, 1967B). Es stellt das Homolog zum IgY der Hühner dar. Das kleinere 5,7S IgG der Enten hat ein Molekulargewicht von 118 kDa, schwere Ketten von 35 bis 42 kDa und leichte Ketten von 22 bis 25 kDa (NG UND HIGGINS, 1986). Beide IgG's zeigen eine ähnliche Aminosäuren-Zusammensetzung (ZIMMERMANN ET AL., 1971). Aus molekulargenetischen Untersuchungen geht hervor, dass die beiden IgG- Varianten auf unabhängige Art und Weise voneinander biosynthetisiert werden (HIGGINS ET AL., 1993).

Der Unterschied zwischen dem größeren (7,8S) und dem kleineren (5,7S) IgG der Enten besteht darin, dass es sich bei dem kleineren IgG um eine „gestutzte" Form handelt, welche nicht die zwei C-terminalen Domänen der schweren Kette besitzt (WARR ET AL., 1995). HIGGINS und WARR (1993) schlugen vor, das größere IgG (7,8S) analog zum Hühner IgY ebenfalls als IgY zu bezeichnen und das kleinere 5,7S IgG als IgY (ΔFc). Es wird davon ausgegangen, dass IgY(ΔFc) während der Evolution toleriert wurde, weil es durch die fehlende Fähigkeit zur Gewebesensibilisierung keine anaphylaktischen Reaktionen auslösen kann, die den Wirt schädigen. Nichts desto Trotz hat sich das „gestutzte" IgY (ΔFc) die Möglichkeit der Virusneutralisation bewahrt (WARR ET AL., 1995). Beide Varianten des IgY besitzen zwei antigenbindende Stellen zur Präzipitation und Agglutination eines vielwertigen Antigens (WARR ET AL., 1995). Wenn Enten in Folge einer Immunantwort Plasmaantikörper aufbauen, ist die Reihenfolge der Immunglobulinbildung folgende: Zuerst wird IgM produziert das schnell durch 7,8S IgY ersetzt wird, welches wiederum durch die Produktion von 5,7S IgY (ΔFc) abgelöst wird (HIGGINS UND WARR, 1993.). GREY (1967a) stellte einen zunehmenden Anstieg von antigenbindendem IgY im Serum von mit bovinem Serumalbumin immunisierten Enten fest. Dabei handelte es sich bei 85% um das 5,7S IgY (ΔFc). Weitere Untersuchungen ergaben, dass 7.8S IgY zur Komplementbindung und Gewebesensibilisierung befähigt ist, nicht aber 5,7S IgY (GREY, 1967b). LIU UND HIGGINS (1990) stellten fest, dass es sich bei der Übertragung von maternalen Immunglobulinen auf den Dottersack um das 7,8S IgY handelt und nicht um das 5,7S IgY (ΔFc), was sie mit der Fc-Region des 5,7S IgY (ΔFc) begründen. In der Studie von KASPERS (1989) wurde bei Küken, von unbehandelten Hennen, ein IgG Gehalt im Mittel von 5,087 mg/ml am Tag des Schlupfes gemessen. Diese Werte stiegen bis zum zweiten Lebenstag der Küken auf durchschnittlich 7,040 mg/ml an und erreichten den tiefesten Stand mit 2,408 mg/ml am 16. Lebenstag. Von da an,

konnten bis zum 30. Lebenstag wieder höhere IgG-Konzentration festgestellt werden, welche auf die beginnende IgG-Synthese durch das Küken zurückzuführen sind.

Obwohl im Verlauf einer Immunantwort die Antikörperspiegel im Serum zunehmen, und antigenbindende Immunglobuline mit geeigneten Methoden, wie dem ELISA (enzym linked immunosorbent assay) nachgewiesen werden können, haben Seren von wiederholt immunisierten Enten gewöhnlich keine sekundären Antikörperaktivitäten wie Agglutination, Präzipitation, Komplementbindung und Gewebesensibilisierung (HIGGINS ET AL., 1993). TOTH ET AL. (1981a, b, c), bestätigte die schwache sekundäre Antikörperaktivität mittels indirekten Untersuchungen (Red-cell–linked antigen test, u.a.) von Entenseren gegenüber Viren, Proteinen und heterologen Erythrocyten. Er stellte hohe Titerkonzentrationen antigenbindender Antikörper fest. Des Weiteren fand er heraus, dass diese Antikörper effektiv an der Virusneutralisation beteiligt waren, nicht aber an der Präzipitation des Virus. Diese Defizite sind höchstwahrscheinlich dem vorherrschenden 5,7S IgY (ΔFc) zuzuschreiben.

Was die Serumkonzentrationen von IgY bei Enten angeht, gibt die Literatur keine Auskunft. Für Hühner ist die IgY- Konzentration, sowohl im Serum als im Eigelb, mit 6,00 bis 13,00 mg/ml angegeben (ERHARD ET AL., 2000). Das bestätigen Studien, in denen die Mittelwerte für die IgY-Serum-Konzentrationen bei normalen Hühnern zwischen 5,47 und 8,17 mg/ml (BOHNER, 1977), zwischen 2,79 und 14,45 mg/ml (STARKER, 1978) bzw. zwischen 1,50 und 15,00 mg/ml (QUARTIERS UND MEYERS, 1976) liegen.

ERHARD ET AL. (1992) entwickelten spezifische Sandwich-ELISA-Systeme zur qualitativen und quantitativen Bestimmung von IgY, IgM und IgA von Hühnern. Der Nachweis gelingt nicht nur aus Serum, sondern auch aus Körperflüssigkeiten und Eigelb mit Hilfe dieser Methode. Für Enten stand bislang kein ELISA-System zur Verfügung.

2.8 Gesetzliche Regelungen

Wenn es um die Haltung von Pekingenten (Anas platyrhynchos) geht, muss man sich zwangsläufig mit den *Empfehlungen des ständigen Ausschusses des Europäischen Übereinkommens zum Schutz von Tieren in landwirtschaftlichen Tierhaltungen vom 22. Juni 1999* auseinandersetzen. In Artikel 11 Abs. 2 dieser Empfehlungen wird gefordert, dass die Tiere zum einen die Möglichkeit zum Auslauf und zum anderen Zugang zum Badewasser bekommen. Sollte dieser Zugang nicht möglich sein, wird weiter gefordert, dass die Tiere wenigstens Zugang zu ausreichenden Wasservorrichtungen haben, in denen das Wasser so hoch steht, dass es den Kopf der Enten bedeckt und mit dem Schnabel der Ente aufgenommen werden kann. Außerdem sollen diese Vorrichtungen so konstruiert sein, dass eine Infektion der Tiere durch schlechte Wasserqualität so gering wie möglich gehalten wird (Artikel 11 Abs.1). Damit einhergehend besteht die Forderung, dass die Möglichkeit einer Verschmutzung dieser Tränkemöglichkeiten herabgesetzt wird (Artikel 11 Abs.4). Weiter wird gefordert, dass Ausläufe, Gebäude und Ausrüstungsgegenstände so gestaltet sind, dass gewisse Hygienebedingungen eingehalten werden können und eine gute Luft- und Wasserqualität gewährleistet wird (Artikel 11 Abs.1).

In Artikel 13 Absatz 2 der oben genannten *Empfehlungen* wird weiter verlangt, dass die schädlichen Gase wie Ammoniak, H_2S und CO_2 durch Lüftungsanlagen so gering wie möglich gehalten werden, so dass sie kein Unbehagen bei den Tieren auslösen oder die Tiere schädigen. Nach Artikel 17 Absatz 1 sollte den Enten immer Zugang zu genügend Wasser von zufrieden stellender Qualität gewährt werden.

Da diese Empfehlungen sehr allgemein gehalten sind, hat das Land Bayern eine Vereinbarung zwischen dem Bayerischen Staatsministerium für Gesundheit, Ernährung und Verbraucherschutz, dem Bayerischen Staatsministerium für Landwirtschaft und Forsten und dem Landesverband der Bayerischen Geflügelwirtschaft über die Mindestanforderungen an die Haltung von Pekingmastenten verabschiedet.

In diesen sind die Anforderungen bei der Haltung von Pekingenten - auf der Grundlage praktischer und wissenschaftlicher Erfahrungen - etwas detaillierter formuliert. Hier wird Trinkwasserqualität beim Tränkewasser gefordert. Auch der Ammoniakgehalt ist hier festgelegt mit zehn ppm und nicht dauerhaft über 20 ppm.

Um die Wasserhygiene bei Pekingenten beurteilen zu können, kann die Trinkwasserverordnung vom 21. Mai 2001 Anwendung finden. In Paragraph 10 Absatz 1 wird deutlich, dass die zuständige Behörde zulassen kann, dass für bestimmte Lebensmittelbetriebe - sprich für das Gewinnen von Lebensmitteln in landwirtschaftliche Betrieben - die Möglichkeit besteht, Wasser zu verwenden, das nicht der Qualitätsanforderung von Trinkwasser entspricht; allerdings nur, wenn sichergestellt ist, dass die dort hergestellten Lebensmittel durch die Verwendung des Wassers keine Schädigung der menschlichen Gesundheit beim Verzehr zur Folge haben.

Wenn man diesen Paragraphen 10 nicht berücksichtigt, gilt für das Trinkwasser laut § 5 Absatz 2 der Trinkwasserverordnung folgender Parameter der Anlage 1 der Trinkwasserverordnung

0 Keime/100 Milliliter Wasser an E.coli-, Enterokokken- und Coliformen-Keimen

3 Tiere, Material und Methoden

Die ersten beiden Mastdurchgänge wurden als Vorversuche (Versuchsdurchgang I und II) gewertet. Im Mittelpunkt dieser Vorversuche stand die Optimierung der mikrobiologischen Durchführung, sowie die Austestung der verschiedenen Tränkevarianten: Nippeltränke, Rinnentränke, Impex aqua max Rundtränke und Roxell Sparkcup. Nach diesen Vorversuchen wurden nur die Tränkesysteme, die im Folgenden beschrieben werden, weiter eingesetzt, aufgrund von Verhaltensbeobachtungen. Da die Methoden auch in den Versuchdurchgängen (III, IV, V) Verwendung fanden, soll hier nicht weiter darauf eingegangen werden.

Im Rahmen dieses Versuchsvorhabens wurde parallel eine Dissertation (Remy, 2005) mit dem Schwerpunkt Verhalten der Pekingente erstellt.

3.1 Versuchsdurchgänge

Die drei Versuchsdurchgänge erstreckten sich über folgenden Zeitraum:

Versuchsdurchgang III	Versuchsdurchgang IV	Versuchsdurchgang V
11.03. - 29.04. 2004	19.07. - 07.09. 2004	21.10. - 09.12. 2004

3.2 Tiere

Im Versuchsdurchgang III, IV und V wurden jeweils 1.152 Cherry-Valley-Pekingenten (Brüterei Gepro GeflügelproduktionsGesellschaft mbH, Molbergen-Ermke, Deutschland) gehalten. Die Tiere wurden als Eintagsküken eingestallt und über einen Zeitraum von 46 - 50 Tagen gemästet. In den ersten drei Lebenswochen (bis zum 21. Tag) handelte es sich um die Aufzuchtsphase und ab der vierten Lebenswoche (ab 21. Tag) um die Mastphase.

Der Versuch war bei der Regierung von Unterfranken nicht anzeigepflichtig, da bei den lebenden Enten nur eine einmalige diagnostische Blutentnahme stattgefunden hat.

3.3 Haltung

Der Stall befindet sich auf dem Gelände der Bayerischen Landesanstalt für Landwirtschaft, Institut für Tierhaltung und Tierschutz, Arbeitsbereich Geflügel- und Kleintierhaltung in Kitzingen, Deutschland. In Abbildung 2 ist der Grundriss des Stalles in Form einer Skizze dargestellt.

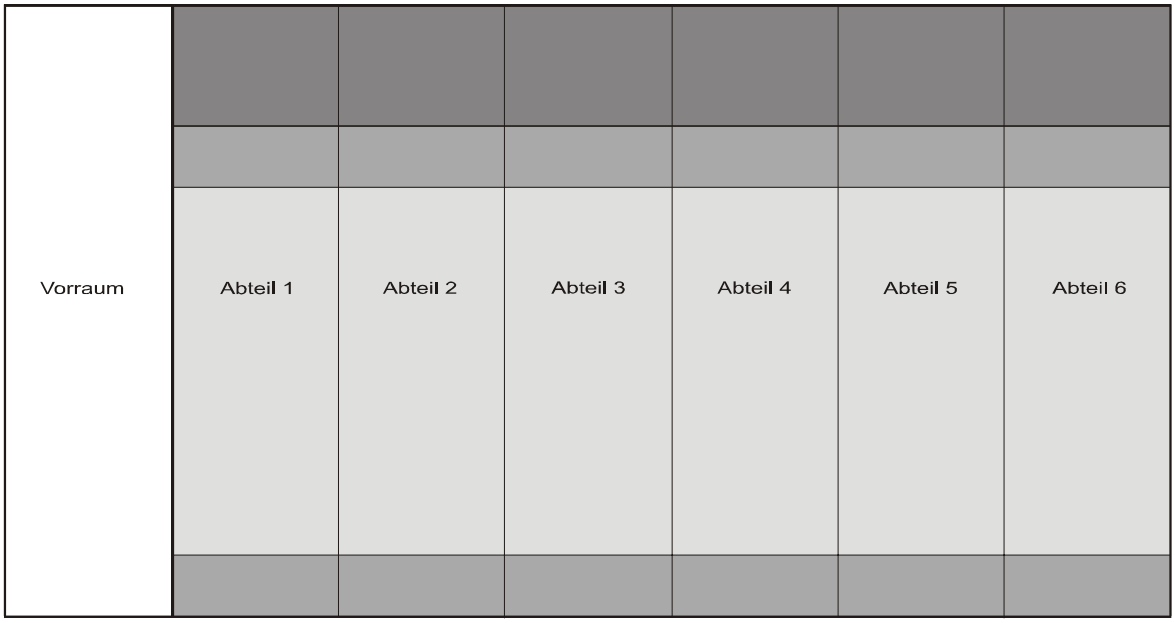
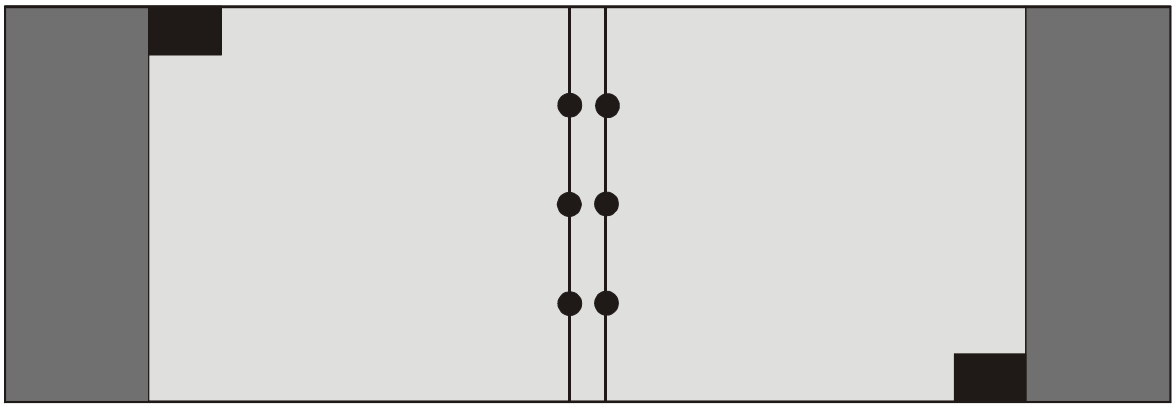


Abbildung 2: Skizze des Stalles, mit Vorraum und sechs Abteilen, sowie Kaltscharraum, der in den drei Versuchsdurchgängen, nicht genutzt wurde.

Die Enten wurden in Bodenhaltung mit Stroheinstreu in sechs Abteilen à 32 Quadratmeter (9,7 Meter Länge x 3,3 Meter Breite) gehalten. Die Tiere waren auf sechs Abteile zu je 192 Tieren pro Abteil aufgeteilt, was einer Aufstallungsdichte von sechs Tieren pro Quadratmeter entsprach.

Jedes Abteil wies eine 25 Zentimeter erhöhte perforierte Fläche aus Kunststoff ohne Einstreu auf, die etwa acht Quadratmetern, also 25 % des gesamten Raumes, entsprach. In Abbildung 3 ist der Aufbau eines Abteiles skizziert.



Futtertröge
Rampe
um 25 Zentimeter erhöhter Bereich mit Kunststoffrosten und der darüber befindlichen Tränkevariante
Eingestreuter Bereich

Abbildung 3: Übersicht eines Abteiles

Der Stall ist mit einer geregelten Unterdrucklüftung, mit vier beidseitig an der Längswand angeordneten Zuluftelementen sowie mit einer Firstentlüftung über drei Kamine, deren Austrittöffnungen sich 1,5 Meter über dem First befinden, ausgestattet. Als Heizung dienten den Tieren je zwei Gasstrahler pro Abteil. Der Stall hat sechs Fenster, drei pro Seite, wobei jedes Fenster eine Fläche von einem Quadratmeter aufweist. Die Tiere wurden die ersten sieben Lebenstage bei 24 Stunden Licht, danach bei 16 Stunden und acht Stunden Dunkelheit gehalten.

Abbildung 4: Hälfte eines Stallabteils

3.4 Fütterung

Die Fütterung erfolgte über separate automatische Pfannenfütterung (Roxell-Mini-max-Fütterungssystem, Futterschalen aus Stevlan mit Futterluke und Antiver-schwendungskragen ab der dritten Woche). In jedem Abteil standen den Tieren sechs Pfannen zur Verfügung, was einer Fressfläche von 300 Zentimetern ent-spricht. Bis zum 21. Tag wurde eine Ad-libitum-Fütterung mit handelsüblichen Enten-starter-Pellets (zwei Millimeter) durchgeführt; danach wurden bis zur Schlachtung Entenmast-Pellets (drei Millimeter) gefüttert, siehe Tabelle 2.

Tabelle 2: Zusammensetzung der 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 %

3.5 Tränkesysteme

In jedem der drei Versuchdurchgänge (III, IV, V) wurde den Küken ab Tag eins fünf Tage lang eine Manteltränke zur Verfügung gestellt. Im weiteren Verlauf war jedes Abteil mit mindestens einer der drei folgenden Tränkevarianten in zweifacher Wiederholung ausgestattet.

3.5.1 Nippeltränke

Lubing-Bodenstrangtränke für Entenaufzucht und Mast - Top Nippel Art. 4022 mit großer Auffangschale, zwei Elemente/Abteil mit je zehn Nippeln (8,6 Tiere/Nippel in der Mast; siehe Abbildung 5).

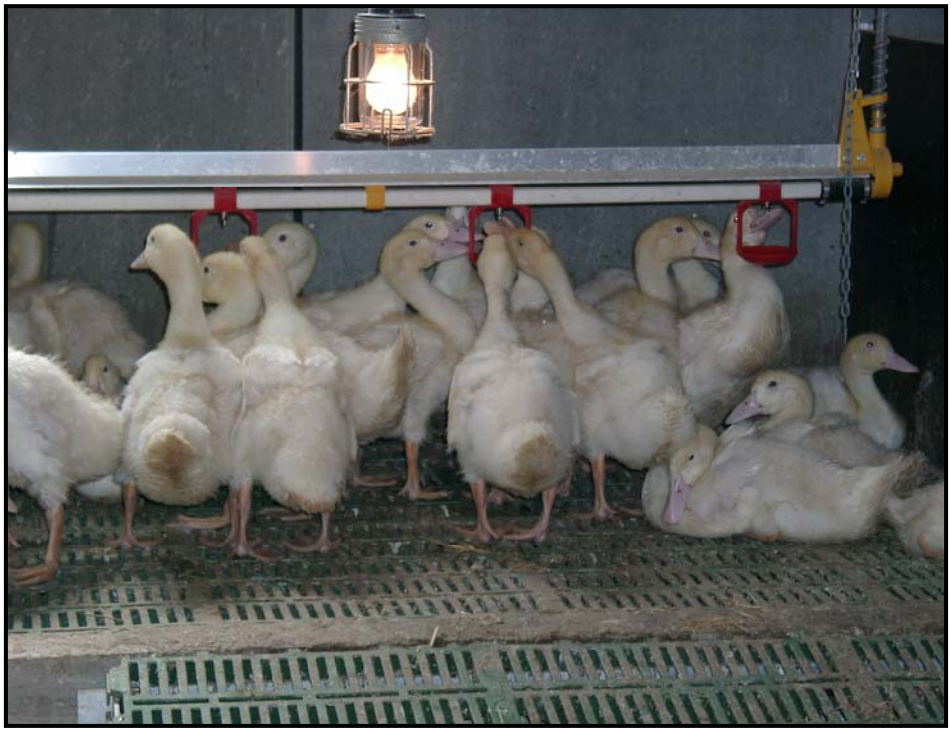


Abbildung 4: Lubing-Bodenstrangtränke (Nippeltränke)

3.5.2 Modifizierte Rundtränke

Die Impex-aqua-max-Rundtränke für Puten Art. No. 115-1400 (drei Stück pro Abteil) wurden modifiziert nach Heyn und Erhard (2004) durch die Firma Schubert Kunststoffverarbeitung. Die modifizierte Rundtränke hatte einen Durchmesser von 44 Zentimeter und eine Trogseitenlänge von ca. 414 Zentimeter. Abbildung 6 zeigt eine solche modifizierte Rundtränke. Das rote Ventil stammt noch von der ursprünglichen Rundtränke ab, die schwarze Wasserschale ist hingegen neu entwickelt worden.

Abbildung 6: Modifizierte Rundtränke

3.5.3 Rinnentränke

Offene Rinnentränke (Art. Nr. 11706), aus Hart-PVC ohne Grill mit Schwimmerventil, für Enten. Jeweils zwei Meter pro Abteil, das entspricht circa 320 Zentimeter nutzbare Tränkeseitenlänge (siehe Abb. 7).

Abbildung 7: Rinnentränke

3.6 Versuchsdurchgang III

Wie aus Tabelle 3 ersichtlich wurden jeweils zwei Abteile (1,4) wurden mit Nippeltränken ausgestattet, zwei Abteile (2,5) mit einer Nippeltränke und einer Rinnentränke und zwei Abteile (3,6) mit einer Nippeltränke und einer Rundtränke.

Die Nippeltränken und Rinnentränken wurden ab Tag 1, die Rundtränken ab dem 18. Tag bereitgestellt.

In Tabelle 3 ist die Kombination der Tränkevarianten im Versuchsdurchgang III übersichtlich zusammengefasst.

Tabelle 3: Tränkekombinationen in Versuchdurchgang III

Abteil	**1**		**2**		**3**		**4**		**5**		**6**	
Tränke	Ni	Ni	Ni	Ri	Ni	Rd	Ni	Ni	Ni	Ri	Ni	Rd
Zugang	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h
Einbau	1. Tag	1. Tag	1. Tag	1. Tag	1. Tag	18. Tag	1. Tag	1. Tag	1. Tag	1. Tag	1. Tag	18. Tag
Tränkungszeiten: Alle Tränken waren 24h zugänglich												

Ni = Nippeltränke; Ri = Rinnentränke; Rd= Rundtränke

3.7 Versuchsdurchgang IV

In diesem Durchgang wurde die Rinnentränke wegen zu hohem Wasserverbrauch, sowie fehlender Vorteile im Trinkverhalten der Enten gegenüber der Rundtränke, nicht mehr berücksichtigt.

Jedes Abteil wurde mit einer Nippeltränke und einer Rundtränke ausgestattet. Die offenen Rundtränken waren in den Abteilen eins und vier 24 Stunden für die Enten zugänglich. In den Abteilen zwei und vier waren sie nur 8 Stunden und in den Abteilen drei und sechs nur 4 Stunden zugänglich. Nach Ablauf der acht und der vier

Stunden wurden die Rundtränken hochgezogen und durch Nippeltränken ersetzt. Tabelle 4 gibt einen Überblick über die Tränkekombinationen in diesem Versuchsdurchgang IV.

In Versuchsdurchgang IV wurden die Nippeltränken ab dem Tag eins bereitgestellt. Die Rundtränken hingegen wurden erst ab dem 23. Tag zur Verfügung gestellt, basierend auf dem Wissen aus Versuchsdurchgang III, in dem Enten bei zu frühem Bereitstellen der Tränken ertranken.

Tabelle 4: Tränkekombinationen im Versuchsdurchgang IV

Abteil	**1**		**2**		**3**		**4**		**5**		**6**	
Tränke	Ni	Rd	Ni	Rd	Ni	Rd	Ni	Rd	Ni	Rd	Ni	Rd
Zugang	24h	24h	24h	8h	24h	4h	24h	24h	24h	8h	24h	4h
Einbau	1. Tag	23. Tag	1. Tag	23. Tag	1. Tag	23. Tag	1. Tag	23. Tag	1. Tag	23. Tag	1. Tag	23. Tag
Tränkungszeiten: **4h** Tränke von 11.00 -15.00 Uhr, **8h** Tränke von 7.30 - 15.30 Uhr												

Ni = Nippeltränke; Rd= Rundtränke

3.8 Versuchsdurchgang V

In den ersten drei Wochen der Mast war jedes Abteil auf beiden Seiten mit einer Nippeltränke ausgestattet. Ab der vierten Lebenswoche der Tiere wurden jeweils zwei Abteile (1,4) mit einer Nippeltränke auf beiden Seiten des Stalles ausgestattet, zwei Abteile (2,5) mit einer Nippeltränke und einer Rundtränke, die nur vier Stunden für die Enten zugänglich war und zwei Abteile (3,6) mit einer Nippeltränke und einer Rundtränke, die nur zwei Stunden offen war für die Enten. Nach Ablauf der vier und zwei Stunden wurde die Rundtränken hochgezogen und durch eine Nippeltränke ersetzt. Ein Überblick über die Tränkekombinationen in Versuchsdurchgang V gibt die Tabelle 5.

In diesem Versuchsdurchgang wurden die Nippeltränken ebenfalls ab Tag eins bereitgestellt, die Rundtränken erst ab Tag 25.

Tabelle 5: Tränkekombinationen im Versuchsdurchgang V

Abteil	**1**		**2**		**3**		**4**		**5**		**6**	
Tränke	Ni	Ni	Ni	Rd	Ni	Rd	Ni	Rd	Ni	Rd	Ni	Rd
Zugang	24h	24h	24h	4h	24h	2h	24h	24h	24h	4h	24h	2h
Einbau	1. Tag	1. Tag	1. Tag	25. Tag	1. Tag	25. Tag	1. Tag	25. Tag	1. Tag	25. Tag	1. Tag	25. Tag
Tränkungszeiten: **2h** Tränke von 7.30 – 9.30 Uhr, **4h** Tränke von 7.30 - 11.30 Uhr												

Ni = Nippeltränke; Rd= Rundtränke

3.9 Probenmaterial

Das verwendete Probenmaterial bestand zum einen aus Wasser, das den verschiedenen Tränkevarianten entnommen wurde, zum anderen aus Entenblut. Die Probenentnahme erfolgt zweimalig pro Versuchsdurchgang. Die genauen Probeentnahmetage und welchem Masttag diese entsprachen, sind aus Tabelle 6 ersichtlich.

Tabelle 6: Probenentnahmetage im Verlauf der einzelnen Versuchsdurchgänge III-V

Versuchsdurchgang	**Probenmaterial**			
	Wasser		**Blut**	
	Masttag	Masttag	Masttag	Masttag
III	21	46	21	49
IV	29	47	29	50
V	28	46	28	49

3.10 Mikrobiologische Untersuchungen

3.10.1 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:

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

Folgende Antigengruppen sind nachweisbar:

Omnivalent A – 67

Polyvalent I A – E4

BBL Enterotube II

(Becton Dickinson, Sparks, Maryland, USA)

Der BBL Enterotube ist ein gebrauchsfertiges Testsystem zur rationellen und sicheren Identifizierung von *Enterobacteriaceae*. Die in den Kammern des Teströhrchens befindlichen Spezialmedien ermöglichen den gleichzeitigen Nachweis von fünfzehn verschiedenen biochemischen Eigenschaften der Bakterien.

3.10.2 Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen

Aus beiden Tränkevarianten wurde pro Abteil jeweils eine 20-ml-Sammelprobe des 72-Stunden-Wassers gewonnen. Die Proben wurden gekühlt transportiert und im Labor auf Salmonellen untersucht.

Jede Sammelprobe wurde doppelt angesetzt. Jeweils 0,5 ml und 1,0 ml der Sammelwasserprobe wurden in 5 ml Rappaport-Anreicherungs-Bouillon gegeben und anschließend 18 Stunden bei 37° Celsius im Brutschrank inkubiert. Nach der Inkubation wurde aus jeder Anreicherung ein Drei-Ösen-Ausstrich auf den zwei selektiven Nährböden Gassner-Agar und Rambach-Agar angefertigt. Diese Platten wurden im Anschluss bei 37° Celsius 48 Stunden lang bebrütet und auf verdächtige Kolonien untersucht.

Salmonellen wachsen auf Rambach-Agar als rote bis weinrote Kolonien, wobei auch der Nährboden eine rote Farbe annimmt. Auf Gassner-Agar wachsen Salmonellen als gelbe Kolonien mit gelblichem Hof. Verdächtige Kolonien - sowohl vom Rambach-Agar als auch vom Gassner-Agar - wurden auf einer neuen Rambachplatte subkultiviert und anschließend 48 Stunden im Brutschrank bei 37° Celsius inkubiert.

Waren auch in der Subkultur eindeutig rote bis weinrote Kolonien festzustellen, wurde zur näheren Differenzierung ein BBL Enterotube II beimpft. Bestätigte dieser den Salmonellenverdacht, folgte eine Serodiagnostik mittels omnivalenter und polyvalenter Seren. Die verdächtigen Kolonien wurden dabei auf einem Objektträger in einem Tropfen Antiserum mit einer Öse verrieben. Im positiven Fall reagieren Salmonellen als Antigen in einer Antigen-Antikörper-Reaktion, die sich als feine Agglutination darstellt.

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

Zur weiteren Differenzierung, durch Serotypisierung und Lysotypie, wurden die Salmonellen an das Robert Koch Institut, Wernigerode Branch, National Reference Centre for Salmonellae and other Enterics, Wernigerode, Deutschland gesendet. Abbildung 8 veranschaulicht schematisch den Nachweis von Salmonellen in Tränkewasser.

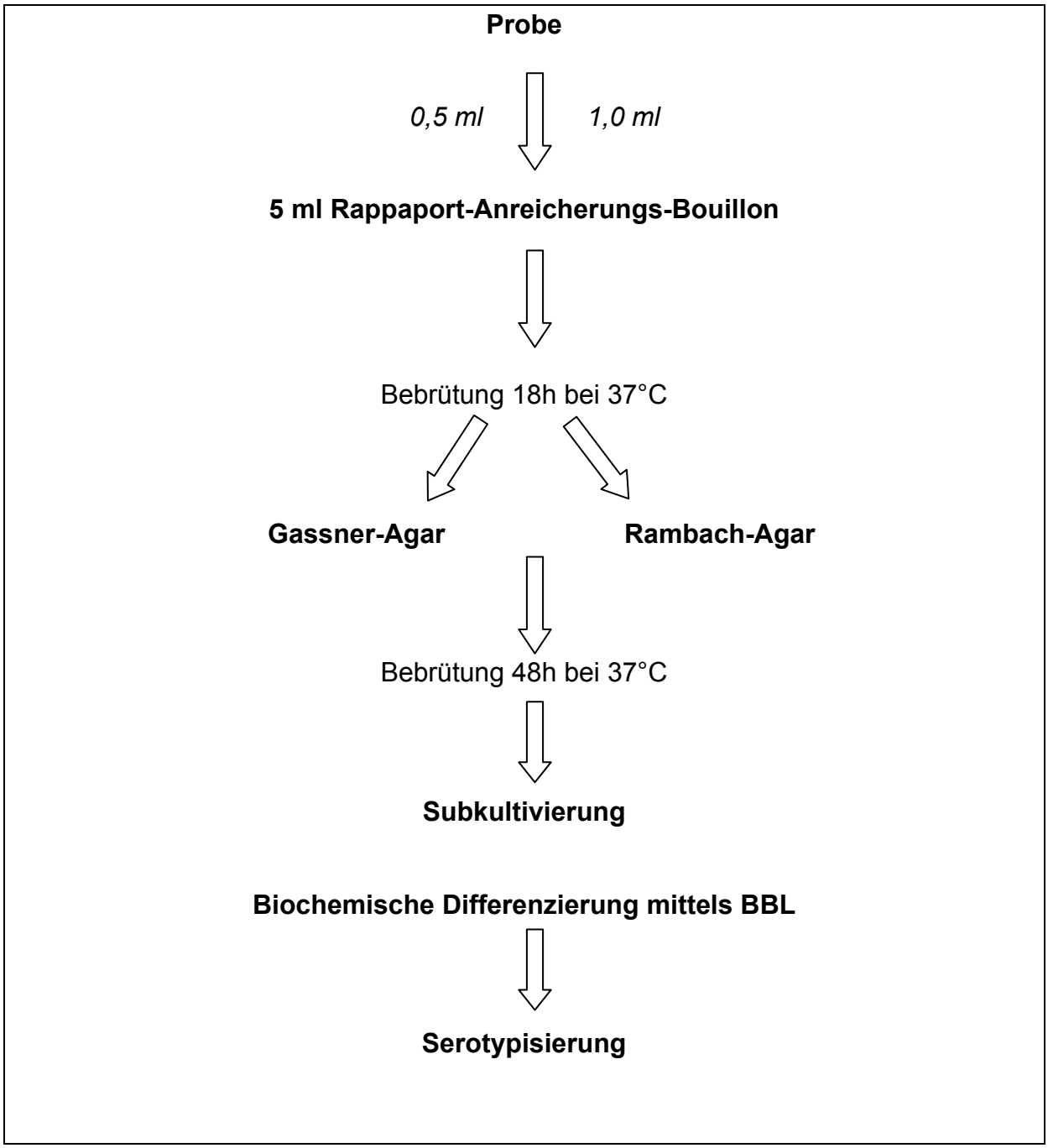


Abbildung 8: Durchführung einer Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen

3.10.3 Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae

Von jeder 72h Wasser-Sammelprobe wurde eine dezimale Verdünnungsreihe angelegt. Jeweils ein ml aus der Sammelprobe wurde zu 9 ml physiologischer Natriumchloridlösung hinzugegeben. Für die weiteren Verdünnungsstufen wurde jeweils 1 ml der vorhergehenden Verdünnungsstufe in 9 ml Natriumchloridlösung pipettiert.

Es wurden die Verdünnungsstufen 10^{-1} bis 10^{-5} angelegt. Von den Verdünnungsstufen 10^{-3} bis 10^{-5} wurden anschließend 100 µl auf einen Rambach-Agar pipettiert und mittels Drygalski-Spatel ausgespatelt.

Die Nährböden wurden bei 37° Celsius 48 Stunden lang bebrütet. Nach der Inkubation wurden die Kolonien mit Hilfe eines Zählstiftes ausgezählt. Es wurden zur Berechnung nur die Platten herangezogen, deren Kolonienzahlen zwischen 10 und 150 lagen. Allerdings gab es auch Verdünnungsreihen bei der nur auf einer Platte Kolonien wuchsen und die Kolonienzahl bei dieser nicht zwischen 10 und 150 lag, die aber dann in diesem Fall ausnahmsweise trotzdem mit eingerechnet wurde. Die zur Berechnung herangezogenen Platten wurden einzeln mit folgender Formel auf die Gesamtwassermenge hochgerechnet:

KbE/ml = ausgezählte Kolonien x 10 x Verdünnungsstufe

Gab es mehrere Platten einer Verdünnungsreihe im Spektrum 10 bis 150 wurden die einzelnen ausgerechneten KbE/ml addiert und durch die Anzahl der einbezogenen Platten dividiert um einen Mittelwert zu erhalten.

$$\text{Arithmetischer Mittelwert} = \Sigma_{KbE/ml} / n$$

Σ = Summe der koloniebildenden Einheiten aller Platten die zur Berechnung miteinbezogen werden

n = Anzahl der Platten die zur Berechnung herangezogen wurden

3.10.4 Tränkewasseruntersuchung auf Gesamtkeimzahl im Tagesprofil

Für diese Untersuchung wurden 20 ml Wasser aus jeder der Tränkevarianten in zweifacher Wiederholung entnommen. Die erste Probe wurde 72 Stunden nach der letzten Reinigung gezogen (72 Stunden Wasser). Anschließend wurden die Tränken routinemäßig gereinigt. Eine halbe Stunde, sowie vier Stunden nach der Reinigung wurden - in zweifacher Wiederholung - von jeder Tränkevariante erneut 20 ml Wasser entnommen. Eine weitere Probennahme im Tagesverlauf war aus organisatorischen Gründen nicht möglich.

Die Proben wurden gekühlt transportiert und anschließend im Labor verwertet. Wiederum wurde eine dezimale Verdünnungsreihe angelegt, indem von jeder Probe 1 ml zu jeweils 9 ml physiologischer Natriumchloridlösung zugesetzt wurde. Von den drei Proben (72 Stunden Wasser, Wasser eine halbe Stunde nach der Reinigung, Wasser vier Stunden nach der Reinigung) pro Tränkevariante wurde für die weiteren Verdünnungsstufen 10^{-2} bis 10^{-5} jeweils 1 ml der vorhergehenden Verdünnungsstufe in 9 ml Natriumchloridlösung pipettiert. Aus den Verdünnungsstufen 10^{-3} bis 10^{-5} wurden jeweils 100 µl entnommen, auf je eine Standard-I-Platte gegeben und mittels einem Drygalski-Spatel ausgespatelt. Diese Platten wurden bei 37° Celsius 24 Stunden lang bebrütet. Anschließend erfolgte die Zählung der Kolonien anhand eines Zählstiftes. Es wurden zur Berechnung nur die Platten herangezogen, deren Koloniezahlen zwischen 10 und 150 lagen. Die Anzahl der Kolonien wurde auf die koloniebildenden Einheiten pro Milliliter mittels folgender Formel hochgerechnet.

KbE/ml = ausgezählte Kolonien x 10 x Verdünnungsstufe

Gab es mehrere Platten einer Verdünnungsreihe im Spektrum 10 bis 150 wurden die einzelnen ausgerechneten KbE/ml addiert und durch die Anzahl der einbezogenen Platten dividiert um einen Mittelwert zu erhalten. Siehe Formel unter 3.10.3 auf Seite 43.

3.11 Schadgasmessung

Der Ammoniak- (NH_3) -Gehalt wurde sowohl zu Beginn der Mast als auch in der letzten Mastwoche (siehe Tabelle 7) in jedem Abteil an 8 definierten Stellen in Tierhöhe (ca. 30 cm) mit Hilfe des MiniWarn-Mehrgas-Messgerät (Dräger Sicherheitstechnik GmbH, Lübeck, Deutschland) gemessen. Direkt an der Tränke, am Anfang der Rampe, zweimal in der Mitte des Abteils sowie an den Futterschüsseln (s. Abbildung 9).

Tabelle 7: Masttage, an denen Ammoniak gemessen wurde

Versuchsdurchgang	**Ammoniakmessung**	
	Masttag der 1. Messung	Masttag der 2. Messung
III	21	46
IV	29	47
V	28	46

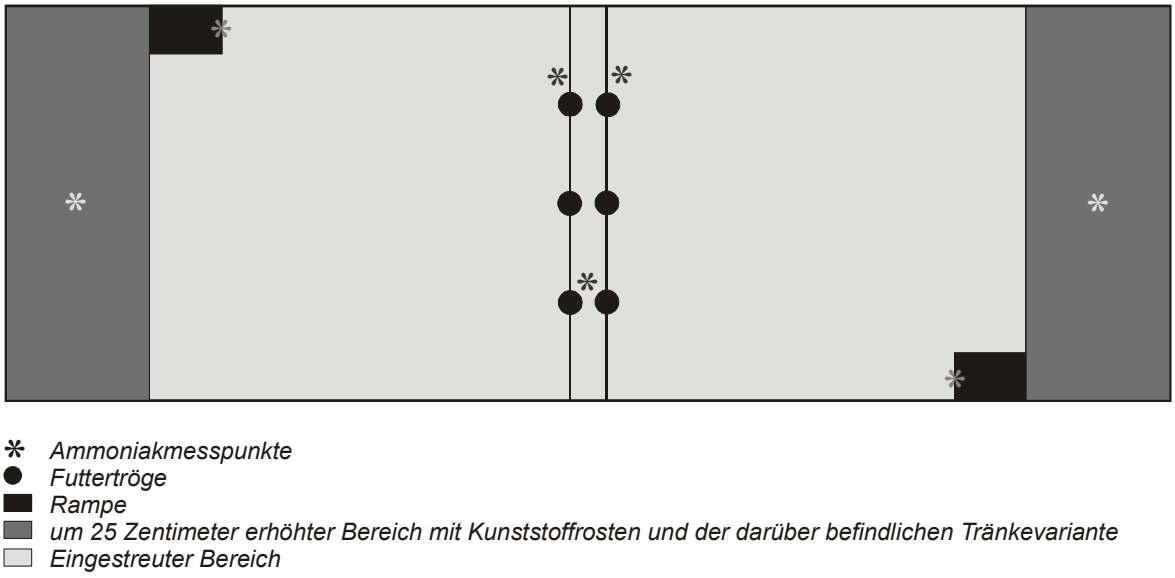


Abbildung 9: Ammoniakmesspunkte in einem Abteil

3.12 Blutuntersuchung

3.12.1 Entnahme und Aufbereitung der Blutproben

Für die Blutentnahme, die in der ersten Mastwoche (siehe Tabelle 6) erfolgte, wurden 20 Tiere pro Abteil stichprobenartig ausgewählt. Das Blut wurde an der Vena ulnaris des Flügels entnommen. Bei der Schlachtung (siehe Tabelle 6) wurde das Blut von insgesamt 60 Tieren (20 Tiere von je drei verschiedenen Abteilen) direkt aus der Vena jugularis aufgefangen, als das Tier bereits betäubt war. Es wurden 9-Milliliter-S-Monovetten KE (Sarstedt AG& Co., Nümbrecht, Deutschland) verwendet. Diese Monovetten sind mit EDTA beschichtet, um ein Gerinnen des Blutes zu verhindern. Das Blut wurde mehrere Stunden gekühlt aufbewahrt (Transport) und anschließend für zehn Minuten bei 3.000 Umdrehungen/Minute zentrifugiert. Das überstehende Plasma wurde abpipettiert und 1:10 vorverdünnt in PBS bei –20° C bis zur ELISA-Messung tiefgefroren.

3.12.2 Bestimmung von Immunglobulin Y (IgY) im Blutplasma

Der Nachweis von IgY im Plasma der Enten wurde mittels eines neu entwickelten 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) wurde 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 % H_2O_2

Stopplösung: Eine ein molare Schwefelsäure

472,0	ml	Aqua bidest
28,0	ml	96-prozentige Schwefelsäure

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

Beschichtung:

An eine 96-löchrige Platte aus Polystyrol (Firma Nunc 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-Maximilian-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° C über Nacht inkubiert.

Waschvorgang:

Nach dem zweimaligen Waschen der Platte in einem mechanischen Wascher (Tecan Deutschland GmbH, Modell: Columbus, Crailsheim) wurde diese anschließend auf Zellstoff ausgeklopft, um Flüssigkeitsreste zu entfernen.

Blockierung:

Es wurden in jede Kavität 200 µl der Gelatine-Blocking-Lösung pipettiert, um freie Bindungsstellen zu besetzen. Danach wurde diese Platte für eine Stunde bei 37° C inkubiert.

Waschvorgang:

Nach dem zweimaligen Waschen der Platte in einem mechanischen Wascher (Tecan Deutschland GmbH, Modell: Columbus, Crailsheim) wurde diese anschließend auf Zellstoff ausgeklopft, um Flüssigkeitsreste zu entfernen.

Auftragen des Probenmaterials:

Die tiefgefrorenen 1:10 vorverdünnten Plasmaproben wurden nach dem Auftauen mit PBS-Tween auf ein Endverhältnis von 1:20.000 verdünnt. Dieses verdünnte Probenmaterial wurde in die erste Kavität einer jeden Spalte (100 µl) aufgetragen. Dann erfolgte ein 50 µl PBS-Tween Vorgabe in jede Kavität mit Ausnahme der ersten Kavitäten einer jeden Spalte. Daraufhin wurde in jeder Spalte eine zweierlogarithmische Verdünnungsreihe angelegt, so dass am Ende jede Vertiefung mit 50 µl beladen war. Als Standard wurde in Spalte 6 und 7 Duck-IgY in einer Anfangskonzentration von 0,5 µg/ml (Institut für Tierphysiologie der Ludwig-Maximilian-Universität München, Arbeitsgruppe Prof. Kaspers und Prof. Göbel) aufgetragen und ebenfalls in zweierlogarithmischen Schritten verdünnt. Spalte 1 diente als Leerwert und wurde mit 50 µl PBS-Tween pro Kavität gefüllt. Anschließend folgte wieder eine Stunde Inkubation bei 37° C.

Waschvorgang:

Nach dem zweimaligen Waschen der Platte in einem mechanischen Wascher (Tecan Deutschland GmbH, Modell: Columbus, Crailsheim) wurde diese anschließend auf Zellstoff ausgeklopft, um Flüssigkeitsreste zu entfernen.

Hinzufügen des Konjugates:

In jede Kavität wurden 100 µl eines an Peroxidase gekoppelten Kaninchen-anti-Ente-IgY (NORDIC IMMUNOLOGICAL LABORATORIES; Tillburg, Niederlande) in einer Konzentration von 1:4.000 pipettiert. Anschließend erfolgte wieder eine Inkubation von einer Stunde bei 37° C.

Waschvorgang:

Nach dem zweimaligen Waschen der Platte in einem mechanischen Wascher (Tecan Deutschland GmbH, Modell: Columbus, Crailsheim) wurde diese anschließend auf Zellstoff ausgeklopft, um Flüssigkeitsreste zu entfernen.

Hinzufügen des Substrats:

In jede Kavität der Platte wurden 100 µl Substratlösung pipettiert und anschließend bei Zimmertemperatur und im Dunkeln zehn Minuten inkubiert.

Stoppen der Reaktion:

Durch Zugabe von 50 µl einer ein-molaren Schwefelsäure wurden die Reaktionsvorgänge beendet.

Auswertung:

Die Messung der Platten erfolgte bei einer Farbintensität von 450 nm im ELISA-Reader (EAR 400 AT, Tecan Deutschland GmbH, Crailsheim). Mit Hilfe eines Computerprogramms Microwin (Microtek Laborsysteme GmbH, Deutschland) wurde die Standardkurve ermittelt. Die Mittelwerte der Einzelkonzentrationen, im linearen Bereich der Standardkurve, ergaben dann die Endkonzentrationen.

3.13 Statistische Verfahren

Über alle metrischen Daten wurde das arithmetische Mittel, das geometrische Mittel, die Standardabweichung, der Standardfehler, sowie das Minimum und das Maximum bestimmt. Alle metrischen Daten wurden auf Normalverteilung hin getestet. Die Signifikanzprüfung für metrische Daten in Bezug auf eine Gruppe wurde mit Hilfe des *t-Tests* durchgeführt. Der Vergleich verschiedener Gruppen untereinander zum Signifikanzniveau *p* erfolgt mit dem *Tukey-Test*. Unterschiede wurden als signifikant angesehen, wenn die Irrtumswahrscheinlichkeit die Marke von 5% unterschritt ($p<0,05$) und als hochsignifikant, wenn die Irrtumswahrscheinlichkeit die Marke von 1% unterschritt ($p<0,01$).

Um einen Zusammenhang zwischen zwei Datengruppen festzustellen, wurde der Pearsonsche Korrelationskoeffizient *r* berechnet.

4 Ergebnisse

4.1 Versuchsdurchgänge

Die Untersuchungen erstreckten sich über fünf Versuchsdurchgänge (I-V), von denen die ersten beiden Durchgänge zur Erprobung der Mikrobiologischen Methoden dienten. Daher werden im Folgenden nur die Versuchsdurchgänge III bis V betrachtet. In diesen Mastdurchgängen waren die Pekingenten in sechs Abteilen zu je 192 Tieren (6 Tiere/qm) untergebracht. Die eingesetzten Tränkevarianten waren Nippel-, Rund- und Rinnentränken, wobei die zuletzt genannte Tränkevariante aufgrund des zu hohen Wasserverbrauches nach Durchgang III aus dem Versuch genommen wurde. Ferner waren die modifizierten Rundtränken in Versuchsdurchgang IV und V teilweise zeitlich begrenzt zugänglich.

4.2 Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen

Es wurde jeweils zu Mastbeginn und zu Mastende eine 20 ml-Sammelprobe des 72-Stunden-Wassers aus jeder Tränkevariante eines Abteils entnommen.

Nach Anreicherung und Anzüchtung auf Selektivnährböden wurden verdächtige Kolonien biochemisch und serologisch bestätigt und weiter differenziert durch das Robert-Koch-Institut, Werningerode. Die Ergebnisse aus der Untersuchung des Robert-Koch-Institutes sind der Tabelle 8 und Tabelle 9 zu entnehmen.

Es konnten nicht in jedem Versuchsdurchgang und nicht in jeder Tränkevariante Salmonellen isoliert werden. So konnte im Versuchsdurchgang III, sowie zu Mastende bei Versuchsdurchgang V keine Salmonellen nachgewiesen werden.

Tabelle 8: Aus dem 72 h Tränkewasser isolierte Salmonellen des Versuchsdurchganges IV zu Mastanfang und Mastende aufgeteilt nach Tränkevarianten

Versuchsdurchgang		**IV**	
Abteil	**Tränkevariante**	**Mastanfang**	**Mastende**
1	Nippel		
	Rund 24 h	*S. Saintpaul* 4,12:e,h:1,2	
2	Nippel		
	Rund 8 h	*S. Saintpaul* 4,12:e,h:1,2	*Salmonella Typhimurium* 4,5,12:i:1,2 LT: DT008 BT: a
3	Nippel		
	Rund 4h	*S. Indiana* 4,12:z:1,7 *S.Saintpaul* 4,12:e,h:1,2	
4	Nippel		
	Rund 24h		
5	Nippel		
	Rund 8h	*S.Saintpaul* 4,12:e,h:1,2	
6	Nippel		
	Rund 4h	*S.Saintpaul* 4,12:e,h:1,2	

Tabelle 9: Aus dem 72h Tränkewasser isolierte Salmonellen des Versuchsdurchganges V zu Mastanfang aufgeteilt nach Tränkevarianten

Versuchsdurchgang		**V**
Abteil	**Tränke**	**Mastanfang**
1	Nippel	*S. Indiana* 4,12:z:1,7
	Nippel	*S. Indiana* 4,12:z:1,7
2	Nippel	
	Rund 4h	*S. Indiana* 4,12:z:1,7
3	Nippel	*S.Kottbus* 6,8:e,h:1,5
	Rund 2h	*S. Saintpaul* 4,12:e,h:1,2
4	Nippel	
	Nippel	*S.Indiana* 4,12:z:1,7
5	Nippel	
	Rund 4h	*S. Indiana* 4,12:z:1,7
6	Nippel	
	Rund 2h	*S. Typhimurium* 4,5,12:i:1,2 LT: DT008 BT: a *S. Kottbus* 6,8:e,h:1,5

4.3 Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des Tränkewassers auf Enterobacteriaceae

Von jeder 20 ml-Sammelprobe des 72h Tränkewassers wurde eine dezimale Verdünnungsreihe angelegt. Von den Verdünnungsstufen 10^{-3} bis 10^{-5} wurden jeweils 100 µl auf je einem Rambachagar ausgespatelt und 24h bebrütet. Auf einigen Platten, der untersuchten Verdünnungsstufen, wuchsen keine *Enterobacteriaceae*. Die detaillierten Ergebnisse der Auswertungen können dem tabellarischen Anhang entnommen werden.

Die Ergebnisse der quantitativen Untersuchung auf *Enterobacteriaceae*-Gehalt in 72h Tränkewasser wird für jeden Versuchsdurchgang einzeln dargestellt, wobei in den einzelnen Versuchsdurchgängen die Ergebnisse des *Enterobacteriaceae*-Gehaltes gleicher Abteile zusammengefasst wurden.

4.3.1 Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Enterobacteriaceae des Versuchsdurchganges III

In *Versuchsdurchgang III*, zu Mastbeginn, wurden keine *Enterobacteriaceae* in Nippeltränken gefunden. Zu Mastende konnte nur in der Nippeltränke rechts *Enterobacteriaceae* nachgewiesen werden. Die Anzahl an *Enterobacteriaceae* bewegte sich zu Mastbeginn bei minimal null KbE/ml an mehreren Nippeltränken und maximal 35.000.000 KbE/ml an einer Rinnentränke. Zu Mastende wurden minimal null KbE/ml an *Enterobacteriaceae* bei mehreren Nippeltränken festgestellt, hingegen wurde an einer Rinnentränke maximal 150.000 KbE/ml gemessen. In Tabelle 10 sind die detaillierten Gehalte an *Enterobacteriaceae* aufgelistet, die in den einzelnen Tränkevarianten in Versuchsdurchgang III zu Mastbeginn und zu Mastende festgestellt wurden.

Tabelle 10: Detaillierte Enterobacteriaceae-Gehalte in KbE/ml, die in Versuchsdurchgang III zu Mastbeginn und zu Mastende, in 72h Tränkewasser in den einzelnen Tränkevarianten festgestellt wurden

Abteil	Tränkevariante	Mastbeginn	Mastende
1 und 4	**Nippel links**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	0 KbE/ml 0 KbE/ml
	Nippel rechts	0 KbE/ml 0 KbE/ml	20.000 KbE/ml 0 KbE/ml
2 und 5	**Nippel**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	0 KbE/ml 0 KbE/ml
	Rinne	5.800.000 KbE/ml 35.000.000 KbE/ml	150.000 KbE/ml 10.000 KbE/ml
3 und 6	**Nippel**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	0 KbE/ml 0 KbE/ml
	Rund 24h	4.700.000 KbE/ml 4.000.000 KbE/ml	130.000 KbE/ml 0 KbE/ml

Abbildung 10 veranschaulicht die Ergebnisse der quantitativen *Enterobacteriaceae*-Auswertung im 72h Tränkewasser zu Mastbeginn (Tag 21) und zu Mastende (Tag

46) des Versuchsdurchganges III, aufgeteilt nach Tränkevarianten, wobei gleiche Abteile zusammengefasst wurden. Die Anzahl n steht für die Anzahl der Messwerte an einer jeweiligen Tränkevariante zu Mastbeginn- und ende.

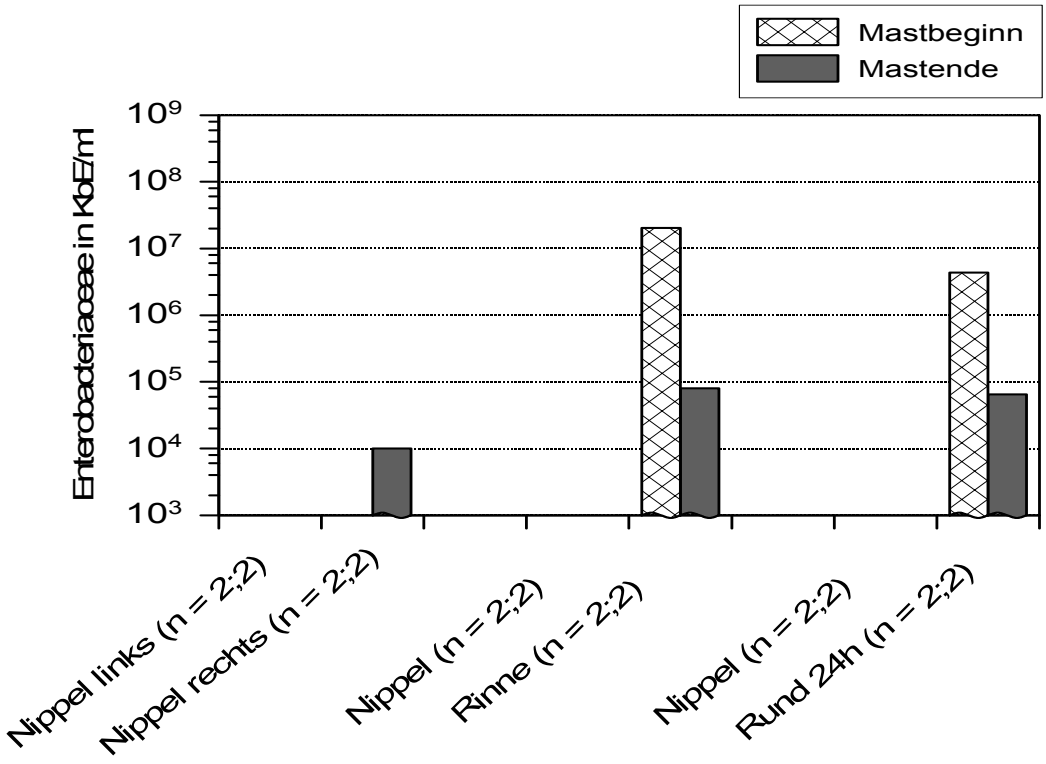


Abbildung 10: Mittlere Anzahl an Enterobacteriaceae in KbE/ml des 72h Tränkewassers des Versuchsdurchganges III zu Mastbeginn (Tag 21) und zu Mastende (Tag 46), aufgeteilt nach Tränkevarianten

4.3.2 Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Enterobacteriaceae des Versuchsdurchganges IV

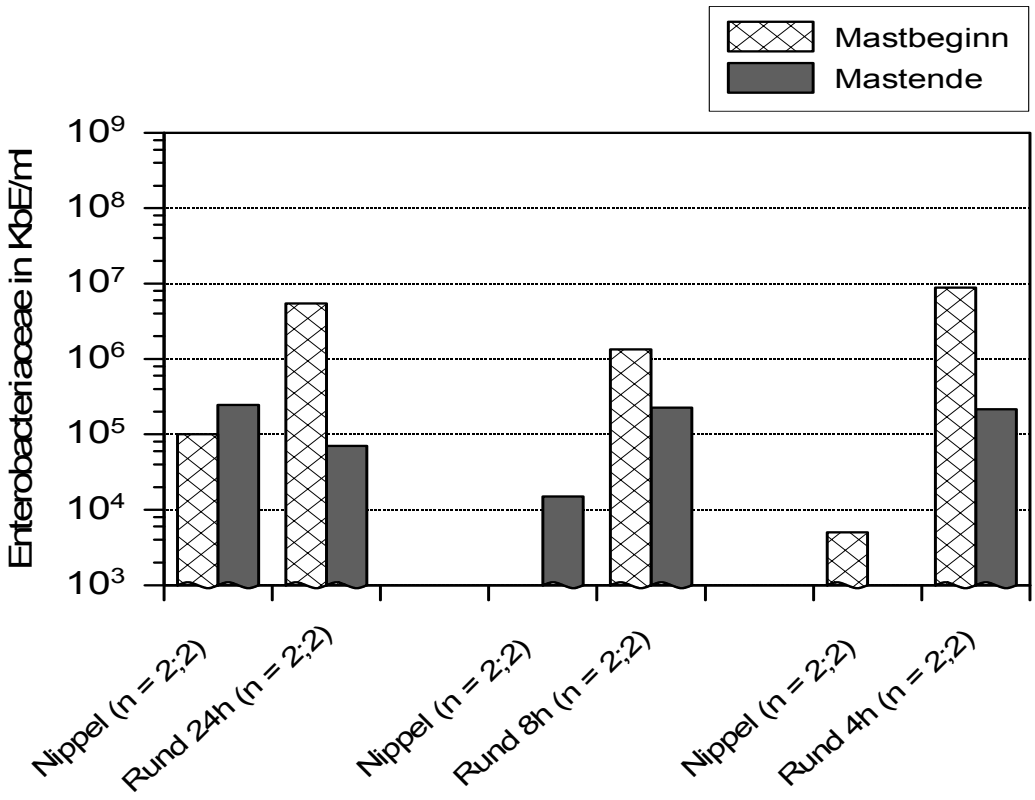
In Versuchsdurchgang IV wurden jeweils zu Mastbeginn als auch zu Mastende in allen Tränkevarianten *Enterobacteriaceae* nachgewiesen. Die Anzahl an *Enterobacteriaceae* betrug zu Mastbeginn minimal 0 KbE/ml an mehreren Nippeltränke und maximal 10.650.000 KbE/ml an einer 24h Rundtränke. Zu Mastende wurde der geringste Keimgehalt an *Enterobacteriaceae* an mehreren Nippeltränken mit 0 KbE/ml gemessen und der höchste mit 410.000 KbE/ml an einer 8h Rundtränke.

Der Tabelle 11 sind die einzelnen Keimgehalte an *Enterobacteriaceae* in KbE/ml für die jeweiligen Tränkevarianten aus Versuchsdurchgang IV zu entnehmen.

Tabelle 11: Detaillierte Enterobacteriaceae-Gehalte in KbE/ml, die in Versuchsdurchgang IV zu Mastbeginn und zu Mastende, in 72h Tränkewasser in den einzelnen Tränkevarianten festgestellt wurden

Abteil	Tränkevariante	Mastbeginn	Mastende
1 und 4	**Nippel**	0 KbE/ml 200.000 KbE/ml	80.000 KbE/ml 410.000 KbE/ml
	Rund 24h	200.000 KbE/ml 10.650.000 KbE/ml	60.000 KbE/ml 80.000 KbE/ml
2 und 5	**Nippel**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	30.000 KbE/ml 0 KbE/ml
	Rund 8h	970.000 KbE/ml 1.700.000 KbE/ml	410.000 KbE/ml 40.000 KbE/ml
3 und 6	**Nippel**	10.000 KbE/ml 0 KbE/ml	0 KbE/ml 0 KbE/ml
	Rund 4h	12.150.000 KbE/ml 5.600.000 KbE/ml	220.000 KbE/ml 210.000 KbE/ml

In Abbildung 11 ist die Mittlere Anzahl an *Enterobacteriaceae* in KbE/ml des Versuchsdurchganges IV zu Mastbeginn (Tag 29) und zu Mastende (Tag 47) graphisch dargestellt, aufgeteilt nach Tränkevarianten. Die Anzahl n steht für die Anzahl der Messwerte an einer jeweiligen Tränkevariante zu Mastbeginn- und ende.



Versuchsdurchgang IV (Tag 29/47)

Abbildung 11: Mittlere Anzahl an Enterobacteriaceae in KbE/ml des 72h Tränkewassers des Versuchsdurchganges IV zu Mastbeginn (Tag 29) und zu Mastende (Tag 47), aufgeteilt nach Tränkevarianten

4.3.3 Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Enterobacteriaceae des Versuchsdurchganges V

In *Versuchsdurchgang V* konnten sowohl zu Mastbeginn als auch zu Mastende in mehreren Nippeltränken keine *Enterobacteriaceae* festgestellt werden. Zu Mastbeginn belief sich der *Enterobacteriaceae*-Gehalt auf minimal 0 KbE/ml an mehreren Nippeltränken und maximal auf 200.000 KbE/ml an einer 2h Rundtränke. Ebenfalls zu Mastende betrug die Anzahl an *Enterobacteriaceae* minimal 0 KbE/ml an mehre-

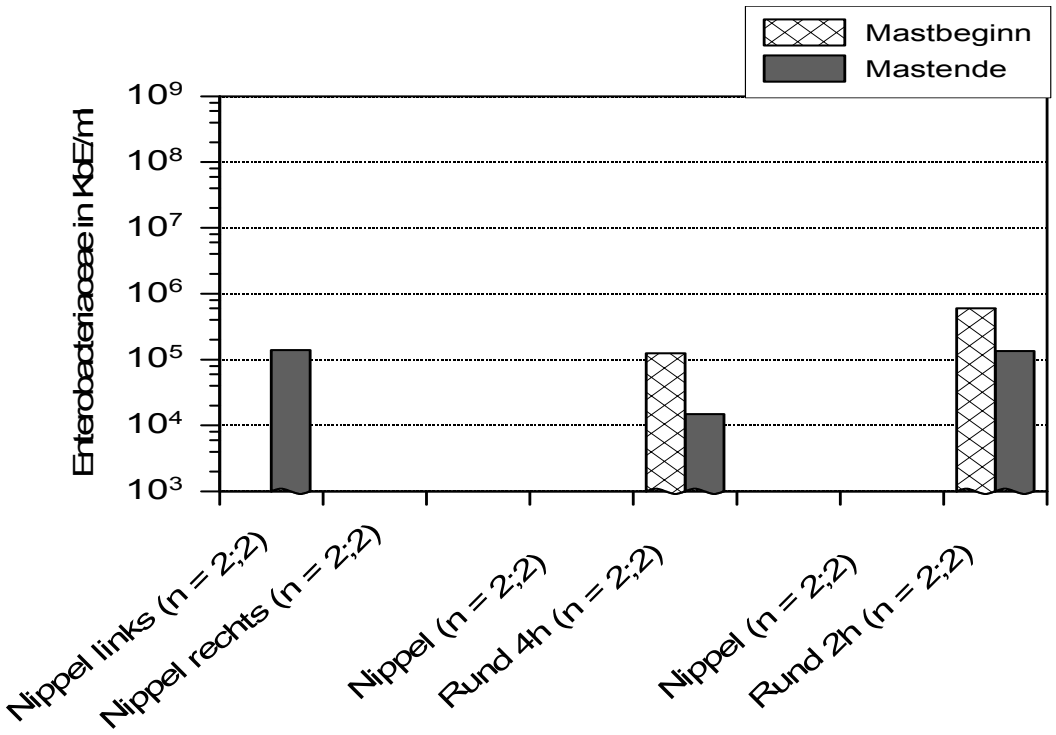
ren Nippeltränken und maximal 200.000 KbE/ml an einer 2h Rundtränke. Die ermittelten Einzelwerte an *Enterobacteriaceae* in KbE/ml für die jeweiligen Tränkevarianten in Versuchsdurchgang V sind in Tabelle 12 ersichtlich.

Tabelle 12: Detaillierte Enterobacteriaceae-Gehalte in KbE/ml, die in Versuchsdurchgang V zu Mastbeginn und zu Mastende, in 72h Tränkewasser in den einzelnen Tränkevarianten festgestellt wurden

Abteil	Tränkevariante	Mastbeginn	Mastende
1 und 4	**Nippel links**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	0 KbE/ml 0 KbE/ml
	Nippel rechts	140.000 KbE/ml n.v.	0 KbE/ml 0 KbE/ml
2 und 5	**Nippel**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	0 KbE/ml 0 KbE/ml
	Rund 4h	110.000 KbE/ml 140.000 KbE/ml	20.000 KbE/ml 10.000 KbE/ml
3 und 6	**Nippel**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	0 KbE/ml
	Rund 2h	200.000 KbE/ml 400.000 KbE/ml	200.000 KbE/ml 70.000 KbE/ml

n.v. = nicht vorhanden

Die Mittlere Anzahl an Enterobacteriaceae in KbE/ml für die einzelnen Tränkevarianten in Versuchsdurchgang V zu Mastbeginn (Tag 28) und zu Mastende (Tag 46) ist in Abbildung 12 veranschaulicht. Die Anzahl n steht für die Anzahl der Messwerte an einer jeweiligen Tränkevariante zu Mastbeginn- und ende.



Versuchsdurchgang V (Tag 28/46)

Abbildung 12: Mittlere Anzahl an Enterobacteriaceae in KbE/ml des 72h Tränkewassers des Versuchsdurchganges V zu Mastbeginn (Tag 28) und zu Mastende (Tag 46), aufgeteilt nach Tränkevarianten

4.4 Tränkewasseruntersuchung auf Gesamtkeimzahl im Tagesprofil

Die Wasserproben wurden stets zu Mastanfang und zu Mastende eines Versuchsdurchganges entnommen. Die erste Entnahme erfolgte 72h nach der letzten Reinigung, dann wurden die Tränken gereinigt und anschließend eine halbe Stunde und vier Stunden nach der Reinigung erneut eine Probe gezogen. Es wurde von jeder Probe eine dezimale Verdünnungsreihe angelegt und die Verdünnungsstufen 10^{-3} bis 10^{-5} auf je einem Standard I – Nährboden ausgespatelt. Einige der Nährböden waren nach der Bebrütung so stark von Keimen überwuchert, dass eine Auszählung unmöglich war. Die detaillierten Ergebnisse der Auswertungen sind im tabellarischen Anhang zusammengefasst.

4.4.1 Bestimmung der Gesamtkeimzahl (GKZ) in 72h Tränkewasser

Die ermittelten Gesamtkeimzahlen werden im Weiteren einzeln für jeden Versuchsdurchgang aufgeführt. Wobei innerhalb eines Versuchsdurchganges die Tränken gleicher Abteile zusammengefasst wurden.

4.4.1.1 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung des Versuchsdurchganges III

Zu Mastbeginn konnten in diesem Durchgang keine Keime in Nippeltränken nachgewiesen werden. Die gemessenen Werte beliefen sich auf minimal 0 KbE/ml an mehreren Nippeltränken und maximal 146.000.000 KbE/ml an einer Rinnentränke. Hingegen wurde zu Mastende der geringste Keimgehalt mit 1.000.000 KbE/ml an einer Nippeltränke festgestellt und der höchste Gehalt an Gesamtkeimen lag bei einer Rinnentränke mit 34.000.000 KbE/ml. Die einzeln ermittelten Gesamtkeimzahlen in KbE/ml für die jeweiligen Tränkevarianten in Versuchsdurchgang III sind in Tabelle 13 aufgelistet.

Tabelle 13: Gesamtkeimzahlen in KbE/ml, die in Versuchsdurchgang III zu Mastbeginn und zu Mastende, in 72h Tränkewasser in den einzelnen Tränkevarianten festgestellt wurden

Abteil	Tränkevariante	Mastbeginn	Mastende
1 und 4	**Nippel links**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	3.900.000 KbE/ml n.v.
	Nippel rechts	0 KbE/ml 0 KbE/ml	2.200.000 KbE/ml 3.100.000 KbE/ml
2 und 5	**Nippel**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	3.800.000 KbE/ml 6.500.000 KbE/ml
	Rinne	20.150.000 KbE/ml 146.000.000 KbE/ml	34.000.000 KbE/ml 16.000.000 KbE/ml
3 und 6	**Nippel**	0 KbE/ml 0 KbE/ml	2.600.000 KbE/ml 1.000.000 KbE/ml
	Rund 24h	51.000.000 KbE/ml 98.000.000 KbE/ml	7.900.000 KbE/ml 16.400.000 KbE/ml

n.v. = nicht vorhanden

In Abbildung 13 ist der Mittlere Gesamtkeimgehalt in 72h Stunden Tränkewasser jeweils zu Mastbeginn (Tag 21) und zu Mastende (Tag 46) für den Versuchsdurchgang III graphisch dargestellt, aufgeteilt nach Tränkevarianten. Die Anzahl n stellt die Anzahl der Tränkevarianten dar, die in die Berechnung einbezogen wurden zu Mastbeginn- und ende.

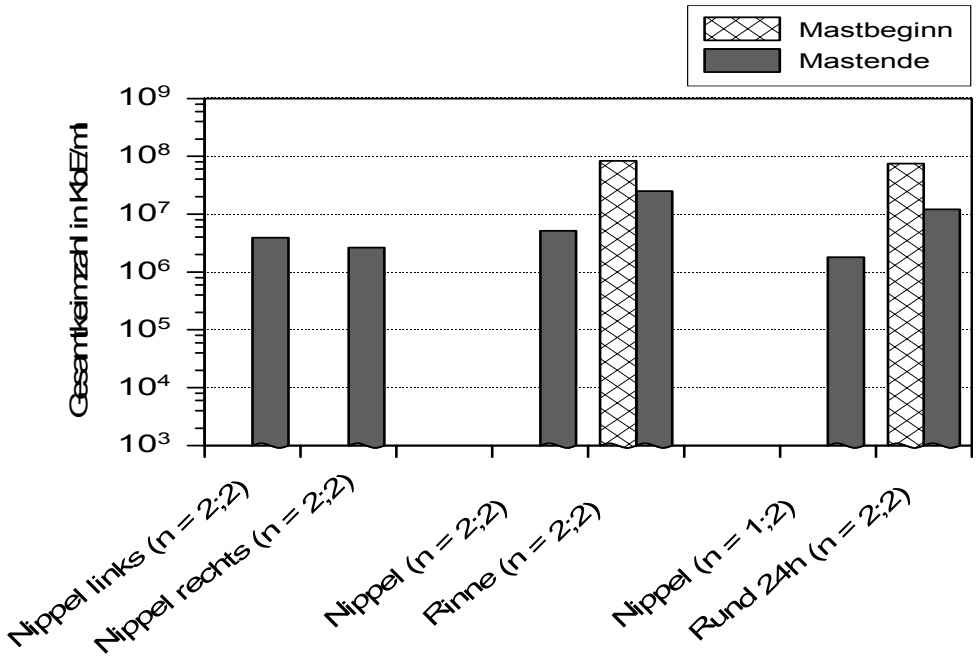


Abbildung 13: Mittlerer Gesamtkeimgehalt in KbE/ml des 72h Tränkewasser des Versuchsdurchganges III zu Mastbeginn (Tag 21) und zu Mastende (Tag 46), aufgeteilt nach Tränkevarianten

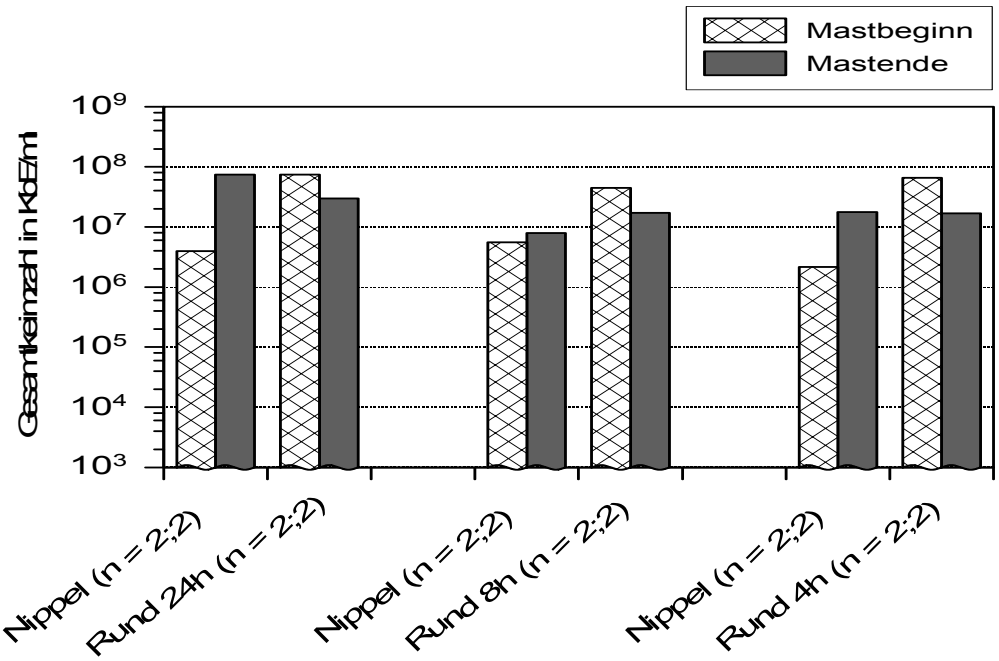
4.4.1.2 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung des Versuchsdurchganges IV

Es wurden in *Versuchsdurchgang IV* zu Mastbeginn minimal 320.000 KbE/ml an Gesamtkeimen in einer Nippeltränke ermittelt und maximal 98.000.000 KbE/ml an einer 4h Rundtränke. Zu Mastende lag der geringste Gesamtkeimgehalt bei 2.400.000 KbE/ml an einer Nippeltränke und der höchste Keimgehalt bei 119.000.000 KbE/ml ebenfalls an einer Nippeltränke. Die einzelnen Gesamtkeimzahlen, die in einer jeden Tränkevariante festgestellt wurden, sind in Tabelle 14 zusammengefasst.

Tabelle 14: Gesamtkeimzahlen in KbE/ml, die in Versuchsdurchgang IV zu Mastbeginn und zu Mastende, in 72h Tränkewasser in den einzelnen Tränkevarianten festgestellt wurden

Abteil	Tränkevariante	Mastbeginn	Mastende
1 und 4	**Nippel**	1.430.000 KbE/ml 6.500.000 KbE/ml	29.000.000 KbE/ml 119.000.000 KbE/ml
	Rund 24h	88.000.000 KbE/ml 59.000.000 KbE/ml	34.000.000 KbE/ml 25.000.000 KbE/ml
2 und 5	**Nippel**	3.200.000 KbE/ml 10.700.000 KbE/ml	8.500.000 KbE/ml 7.300.000 KbE/ml
	Rund 8h	47.000.000 KbE/ml 42.000.000 KbE/ml	12.000.000 KbE/ml 22.300.000 KbE/ml
3 und 6	**Nippel**	3.500.000 KbE/ml 800.000 KbE/ml	33.000.000 KbE/ml 2.400.000 KbE/ml
	Rund 4h	98.000.000 KbE/ml 32.000.000 KbE/ml	19.700.000 KbE/ml 13.650.000 KbE/ml

In Abbildung 14 sind die Gesamtkeimzahlen in 72h Tränkewasser jeweils zu Mastbeginn (Tag 29) und zu Mastende (Tag 47) des Versuchsdurchganges IV wieder gegeben. Aufgeteilt nach Tränkevarianten. Die Anzahl n stellt auch hier die Anzahl der Messwerte an einer jeden Tränkevariante dar, die zu Mastbeginn- und ende mit in die Berechnung eingegangen sind.



Versuchsdurchgang IV (Tag 29/47)

Abbildung 14: Mittlere Gesamtkeimzahl in KbE/ml des 72h Tränkewassers zu Mastbeginn (Tag 29) und zu Mastende (Tag 47) des Versuchsdurchganges IV, aufgeteilt nach Tränkevarianten

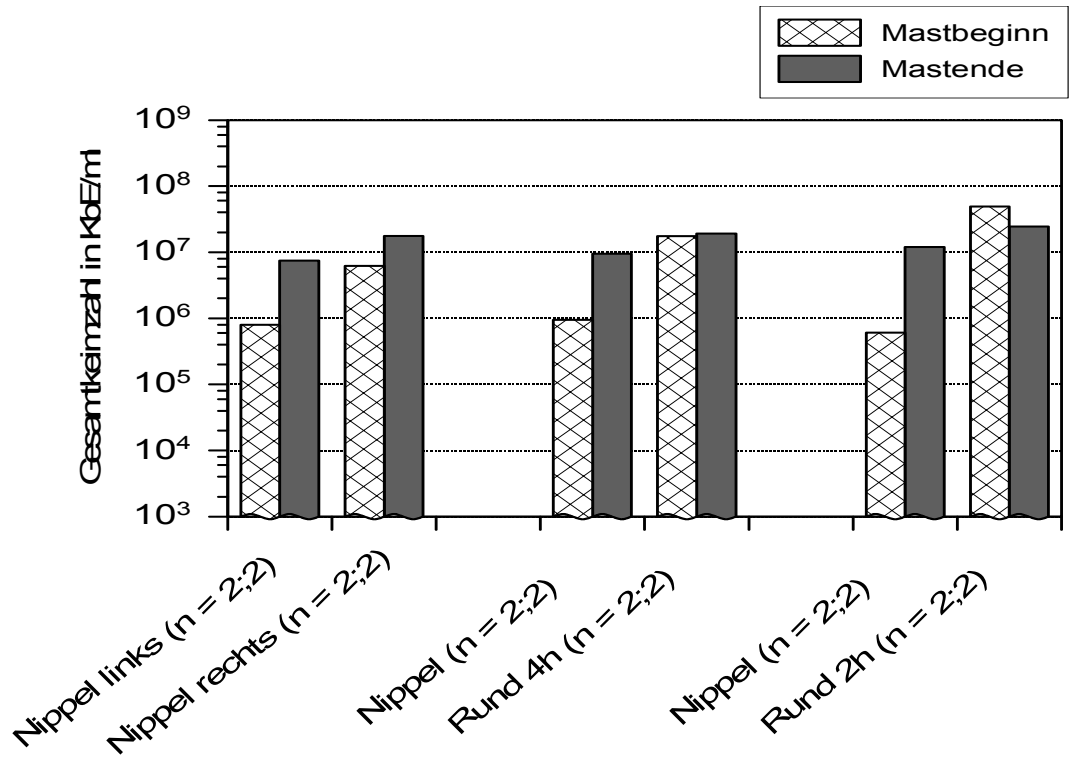
4.4.1.3 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung des Versuchsdurchgang V

Die Gesamtkeimzahlen beliefen sich in Versuchsdurchgang V zu Mastbeginn auf minimal 340.000 KbE/ml an einer Nippeltränke und maximal auf 54.000.000 KbE/ml an einer 2h Rundtränke. Hingegen wurden zu Mastende minimal 6.000.000 KbE/ml an einer Nippeltränke gemessen und maximal 43.000.000 KbE/ml an einer 2h Rundtränke. In Tabelle 15 sind die ermittelten Gesamtkeimzahlen für die jeweiligen Tränkevarianten des Versuchsdurchganges V zusammengefasst.

Tabelle 15: Gesamtkeimzahlen in KbE/ml, die in Versuchsdurchgang V zu Mastbeginn und zu Mastende, in 72h Tränkewasser in den einzelnen Tränkevarianten festgestellt wurden

Abteil	Tränkevariante	Mastbeginn	Mastende
1 und 4	**Nippel links**	680.000 KbE/ml 910.000 KbE/ml	8.800.000 KbE/ml 6.000.000 KbE/ml
	Nippel rechts	5.000.000 KbE/ml 1.175.000 KbE/ml	29.000.000 KbE/ml 6.300.000 KbE/ml
2 und 5	**Nippel**	340.000 KbE/ml 1.545.000 KbE/ml	9.850.000 KbE/ml 9.200.000 KbE/ml
	Rund 4h	28.000.000 KbE/ml 7.000.000 KbE/ml	24.000.000 KbE/ml 14.350.000 KbE/ml
3 und 6	**Nippel**	780.000 KbE/ml 430.000 KbE/ml	11.300.000 KbE/ml 12.600.000 KbE/ml
	Rund 2h	54.000.000 KbE/ml 44.000.000 KbE/ml	5.700.000 KbE/ml 43.000.000 KbE/ml

Die Gesamtkeimzahlen in 72h Tränkewasser jeweils zu Mastbeginn (Tag 28) und zu Mastende (Tag 46) des Versuchsdurchganges V, aufgeteilt nach Tränkevarianten sind in Abbildung 15 veranschaulicht. Die Anzahl n stellt die Anzahl der Messwerte an einer jeden Tränkevariante dar, die zu Mastbeginn- und ende mit in die Berechnung eingegangen sind.



Versuchsdurchgang V (Tag 28/46)

Abbildung 15: Mittlere Gesamtkeimzahl in KbE/ml des 72h Tränkewassers zu Mastbeginn (Tag 28) und zu Mastende (Tag 46) des Versuchsdurchganges V, aufgeteilt nach Tränkevarianten

4.4.2 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung im Tränkewasser nach einer halben Stunde und vier Stunden nach der Reinigung

Zur Erstellung eines Tagesprofils wurden in Versuchsdurchgang III wurde von jeder der drei verschiedenen Tränkevarianten (Nippel, Rinne, Rund 24h) jeweils zwei Proben gezogen. In Versuchsdurchgang IV von den drei offenen Tränkevarianten (24h Rund-,8h Rund- und 4h Rundtränke) je eine Probe und im Versuchsdurchgang V wurde ebenfalls nur eine Probe aus den zwei offenen Tränkevarianten (4h Rund- und 8h Rundtränke) entnommen. Detaillierte Ergebnisse zum Tagesprofil können dem Tabellarischen Anhang entnommen werden.

4.4.2.1 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung im Tränkewasser eine halbe Stunde und vier Stunden nach der Reinigung in Versuchsdurchgang III

Eine halbe Stunde nach der Reinigung wurde der geringste Keimgehalt mit 0 KbE/ml an einer Nippeltränke ermittelt und der höchste Keimgehalt wurde mit 1.130.000 KbE/ml bei einer Rinnentränke festgestellt. Hingegen beliefen sich die Gesamtkeimzahlen vier Stunden nach der Reinigung minimal bei 280.000 KbE/ml an einer Nippeltränke und maximal bei 59.000.000 KbE/ml an einer 24h Rundtränke. Die Abbildung 16 verdeutlicht die Mittleren Gesamtkeimzahlen in KbE/ml im Tagesprofil des Versuchsdurchganges III zu Mastbeginn (Tag 21), aufgeteilt nach Tränkevarianten unter Einbezug der Gesamtkeimzahl des 72h Tränkewassers. Die Anzahl n stellt die Anzahl der Messwerte dar, die in die Berechnung mit einbezogen wurden.

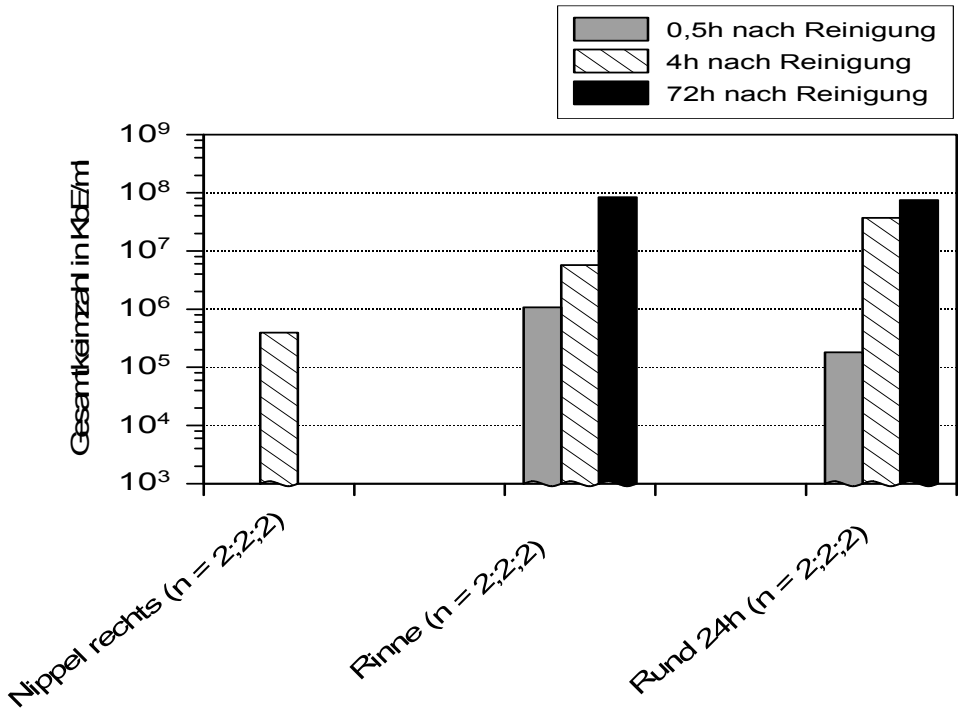


Abbildung 16: Tagesprofil – Mittlere Gesamtkeimzahl in KbE/ml des Versuchsdurchganges III zu Mastbeginn (Tag 21), eine halbe Stunde, vier Stunden und 72 Stunden nach der Reinigung, aufgeteilt nach Tränkevarianten

Zu Mastende wurde der niedrigste Keimgehalt eine halbe Stunde nach der Reinigung mit 1.900.000 KbE/ml an einer Nippeltränke gemessen. Wohingegen der höchste

Wert mit 14.000.000 KbE/ml an einer Rinne festgestellt wurde. Vier Stunden nach der Reinigung war eine Gesamtkeimzahl bei der Rinnentränke von 66.000.000 KbE/ml zu verzeichnen. Die Abbildung 17 veranschaulicht die Gesamtkeimzahlen im Tagesprofil des Versuchsdurchganges III zu Mastende (Tag 46), aufgeteilt nach Tränkevarianten unter Einbezug der Gesamtkeimzahl des 72h Tränkewassers.

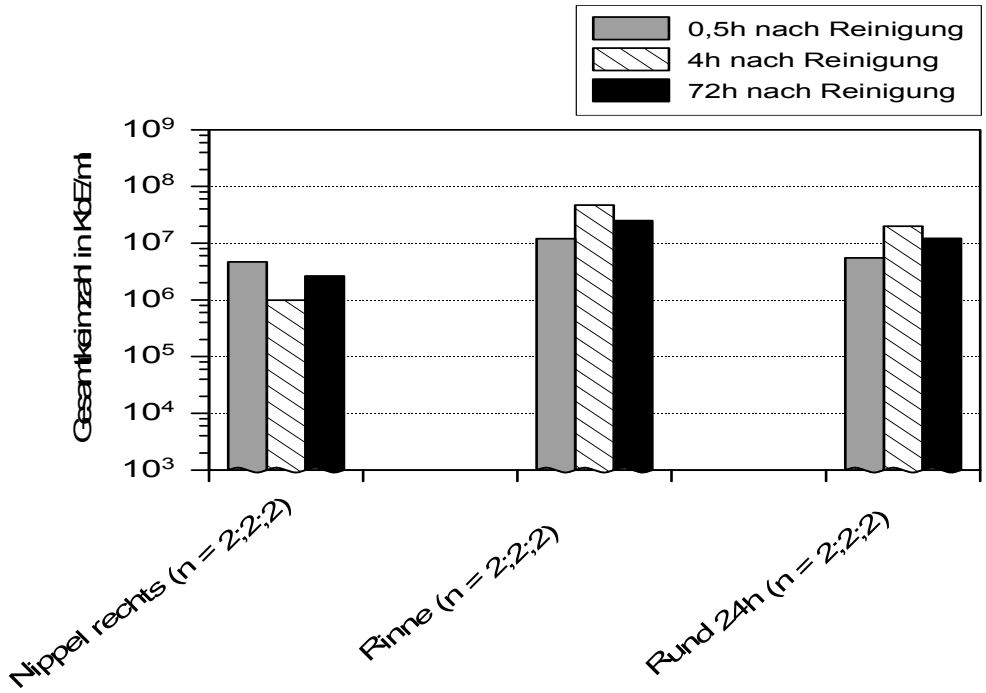


Abbildung 17: Tagesprofil – Mittlere Gesamtkeimzahl in KbE/ml des Versuchsdurchganges III zu Mastende (Tag 46) eine halbe Stunde, 4 Stunden und 72 Stunden nach der Reinigung, aufgeteilt nach Tränkevarianten

4.4.2.2 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung im Tränkewasser eine halbe Stunde und vier Stunden nach der Reinigung in Versuchsdurchgang IV

In diesem Versuchsdurchgang wurden zu Mastbeginn eine halbe Stunde nach der Reinigung als niedrigster Keimgehalt 5.300.000 an einer 4h Rundtränke gemessen, der höchste Keimgehalt eine halbe Stunde nach der Reinigung konnte an der 8h Rundtränke mit 28.000.000 KbE/ml festgestellt werden. Weitere vier Stunden nach der Reinigung konnte an der 4h Rundtränke ein Anstieg auf 21.000.000 KbE/ml und an der 8h Rundtränke auf 42.000.000 KbE/ml verzeichnet werden. Die Gesamtkeimzahlen (KbE/ml) im Tagesprofil zu Mastbeginn (Tag 29) des Versuchsdurchganges IV werden in Abbildung 18 dargestellt. Aufgeteilt nach Tränkevarianten unter Berücksichtigung der Gesamtkeime des 72h alten Tränkewassers.

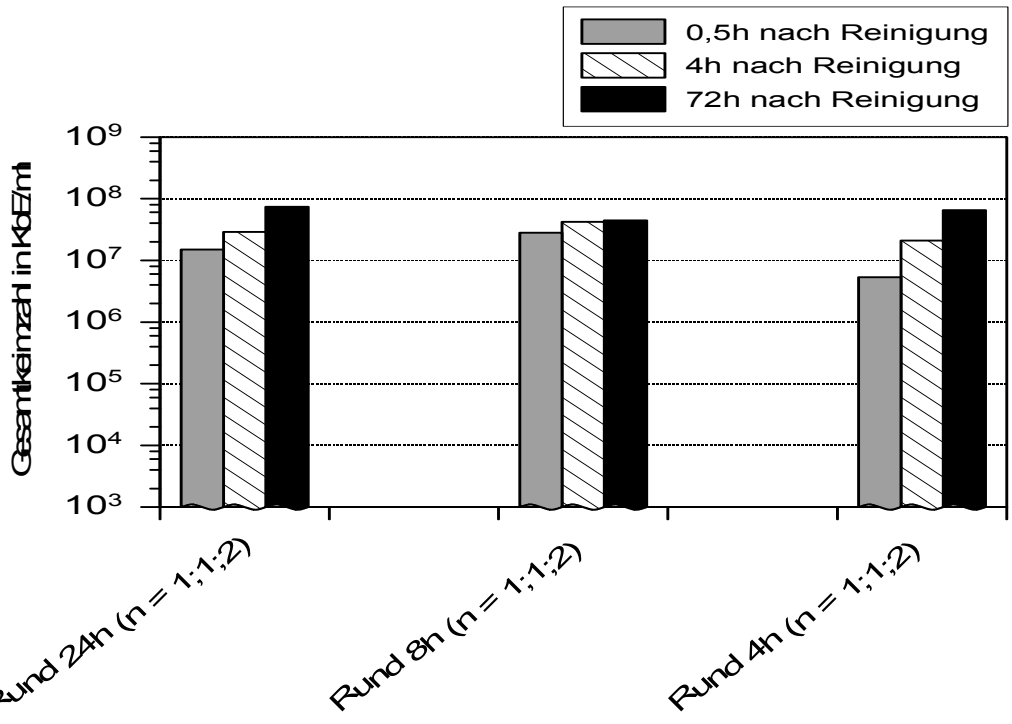
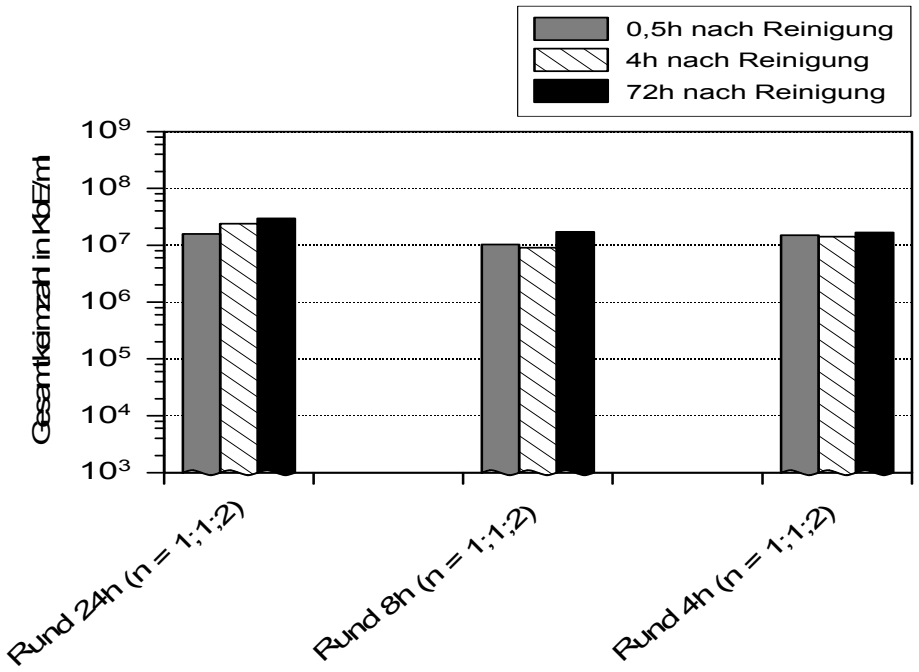


Abbildung 18: Tagesprofil – Gesamtkeimzahl in KbE/ml des Versuchsdurchganges IV zu Mastbeginn (Tag 29) eine halbe Stunde, 4 Stunden und 72 Stunden nach der Reinigung, aufgeteilt nach Tränkevarianten

Zu Mastende betrug der Keimgehalt eine halbe Stunde nach der Reinigung minimal 15.000.000 KbE/ml an einer 4h Rundtränke und maximal 15.800.000 KbE/ml an einer 24h Rundtränke. Nach vier Stunden belief sich der Gesamtkeimgehalt bei der 4h Rundtränke auf 14.100.000 KbE/ml und an der 24h Rundtränke auf einen Gehalt von 24.000.000 KbE/ml. In Abbildung 19 sind die Gesamtkeimzahlen der 24h-, 8h- und 4h-Rundtränke im Tagesprofil zu Mastende (Tag 47) veranschaulicht, aufgeteilt in halbe Stunde, vier Stunde und 72 Stunden nach der Reinigung.

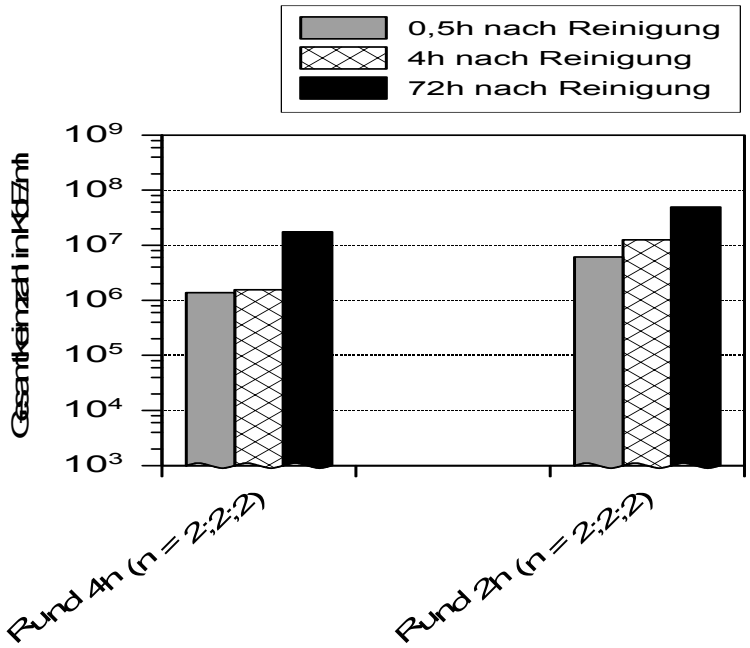


Versuchsdurchgang IV (Tag 47)

Abbildung 19: Tagesprofil – Gesamtkeimzahl in KbE/ml des Versuchsdurchganges IV zu Mastende (Tag 47) eine halbe Stunde, 4 Stunden und 72 Stunden nach der Reinigung, aufgeteilt nach Tränkevarianten

4.4.2.3 Ergebnisse der GKZ-Bestimmung im Tränkewasser eine halbe Stunde und vier Stunden nach der Reinigung in Versuchsdurchgang V

Eine halbe Stunde nach der Reinigung zu Mastbeginn konnte der niedrigste Gesamtkeimgehalt mit 1.240.000 KbE/ml an einer 4h Rundtränke gemessen werden. Der höchste Keimgehalt wurde eine halbe Stunde nach der Reinigung an einer 2h Rundtränke festgestellt, dieser betrug 8.900.000 KbE/ml. Nach weiteren vier Stunden belief sich der Gesamtkeimgehalt minimal bei 1.400.000 KbE/ml an einer 4h Rundtränke und maximal bei 15.200.000 KbE/ml an einer 2h Rundtränke. In Abbildung 20 ist der Mittlere Gesamtkeimgehalt in KbE/ml im Tagesprofil zu Mastbeginn (Tag 28) graphisch dargestellt, aufgeteilt nach Tränkevarianten.

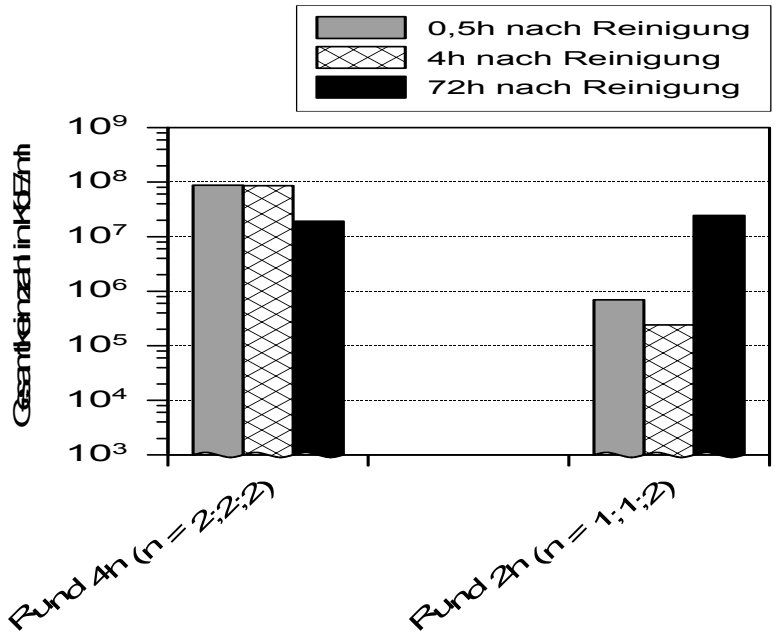


Versuchsdurchgang V (Tag 28)

Abbildung 20: Tagesprofil – Gesamtkeimzahl in KbE/ml des Versuchsdurchganges V zu Mastbeginn (Tag 28) eine halbe Stunde, 4 Stunden und 72 Stunden nach der Reinigung, aufgeteilt nach Tränkevarianten

Zu Mastende konnte eine halbe Stunde nach der Reinigung ein niedrigerer Gesamtkeimgehalt an der 2h Rundtränke mit 695.000 KbE/ml ermitteln werden wohin gegen

die 4h Rundtränke eine halbe Stunde nach der Reinigung einen weitaus höheren Keimgehalt mit 21.000.000 KbE/ml aufwies. Es konnte vier Stunden nach der Reinigung an der 4h Rundtränke ein Gesamtkeimgehalt von 22.000.000 KbE/ml ermittelt werden. Die Gesamtkeimzahlen im Tagesprofil zu Mastende (Tag 46) des Versuchsdurchganges V sind in Abbildung 21 dargestellt. Aufgeteilt nach Tränkevarianten.



Versuchsdurchgang V (Tag 46)

Abbildung 21: Tagesprofil – Gesamtkeimzahl in KbE/ml des Versuchsdurchganges V zu Mastende (Tag 46) eine halbe Stunde, 4 Stunden und 72 Stunden nach der Reinigung, aufgeteilt nach Tränkevarianten

4.5 Schadgasmessung

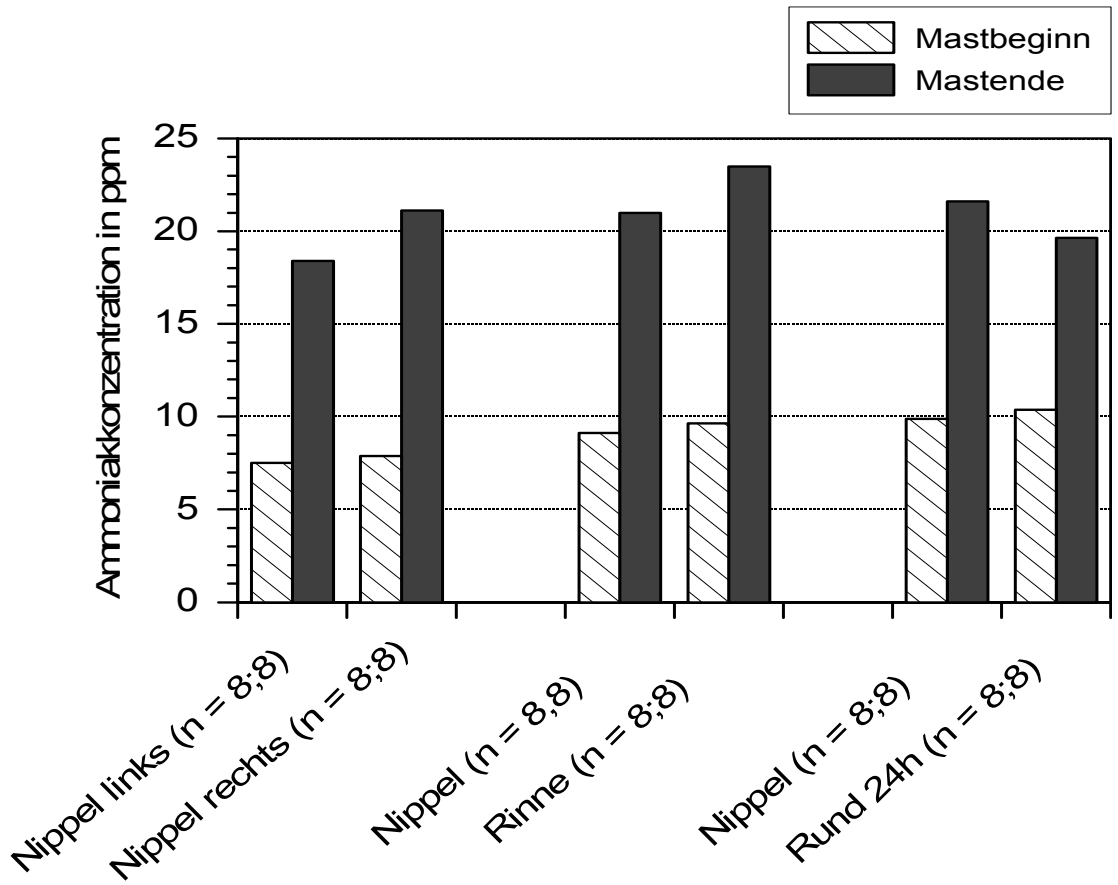
Das Schadgas Ammoniak (NH_3) wurde zu Mastbeginn und zu Mastende in jedem Abteil an acht definierten Stellen zehn Sekunden lang in Tierhöhe gemessen. Das entspricht vier Messpunkten pro Stallhälfte und Tränkevariante. Die Messergebnisse werden für jeden Versuchsdurchgang (III bis V) separat aufgeführt.

4.5.1 Ergebnisse der Schadgasmessung des Versuchsdurchganges III

Dieser Versuchsdurchgang erstreckte sich über den Zeitraum vom 11.03.2004 bis zum 29.04.2004.

Zu Mastbeginn (Tag 21) wurden minimal 5 ppm an zwei Nippeltränken und maximal 14 ppm an einer Rinnentränke und einer 24h Rundtränke gemessen. Zu Mastende (Tag 46) wurden die niedrigsten Ammoniakwerte mit 14 ppm an einer Rinnentränke und einer 24h Rundtränke festgestellt wohin gegen ein höherer Ammoniakgehalt mit 32 ppm an einer Rinnentränke aufgewiesen werden konnte.

In Abbildung 22 ist die mittlere Ammoniakkonzentration zu Mastbeginn (Tag 21) und Mastende (Tag 46) des Versuchsdurchganges III veranschaulicht, aufgeteilt nach Tränkevarianten. Die Tageshöchsttemperaturen (ermittelt vom Deutschen Wetterdienst) sind der Abbildungsbeschriftung zu entnehmen.

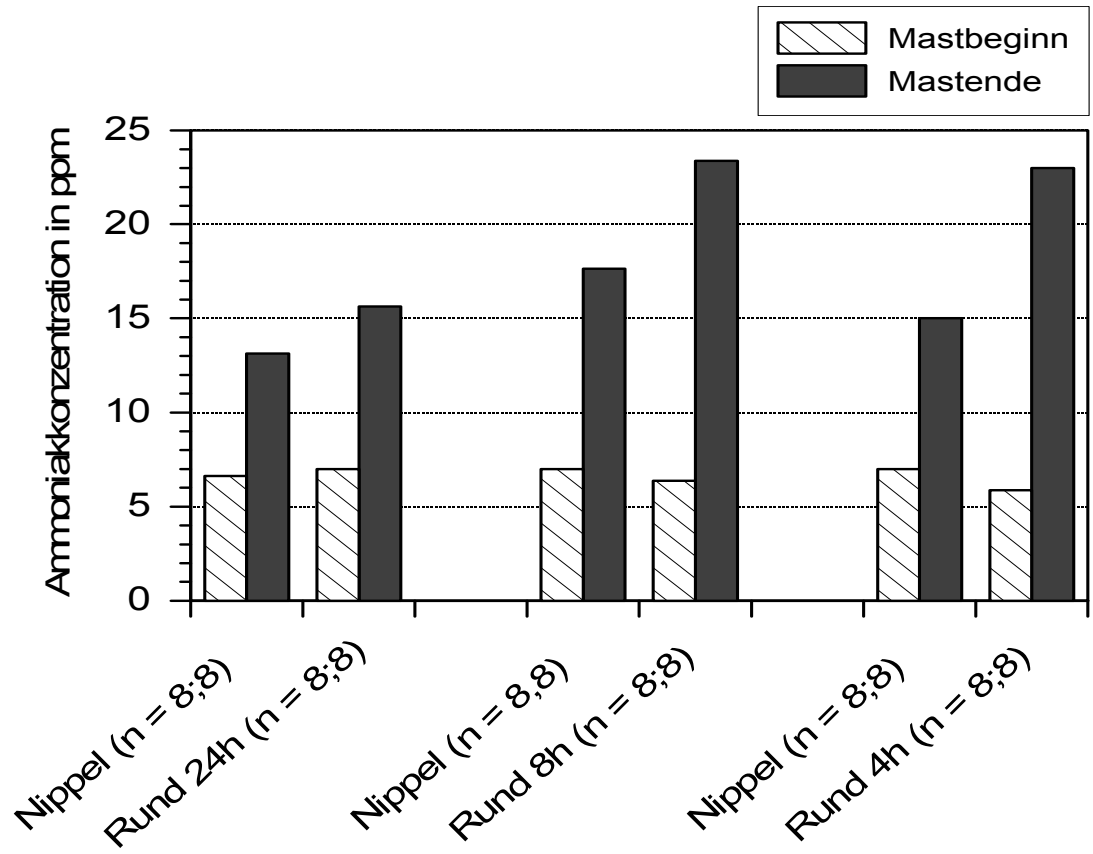


Versuchsdurchgang III (Tag 21; 19,5°C / Tag 46; 21,0°C)

Abbildung 22: Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn und zu Mastende des Versuchsdurchganges III, aufgeteilt nach Tränkevarianten (n= Anzahl der Messpunkte pro Tränkevariante)

4.5.2 Ergebnisse der Schadgasmessung des Versuchsdurchganges IV

Die Schadgasmessungen erfolgten in diesem Mastdurchgang in dem Zeitraum vom 19.07. 2004 bis 7.09.2004. Die Ergebnisse der Schadgasmessung zu Mastbeginn (Tag 29) ergaben Werte von minimal 3 ppm an einer Nippeltränke und maximal 8 ppm an mehreren Nippel- und Rundtränken. Zu Mastende (Tag 47) konnten die geringsten Schadgaswerte mit 8 ppm an einer Nippeltränke und der höchste Wert mit 31 ppm an einer 4h Rundtränke festgestellt werden. Die mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn und Mastende, aufgeteilt nach Tränkevarianten ist graphisch in Abbildung 23 dargestellt. Auch hier sind der Abbildungsbeschriftung die Tageshöchsttemperaturen für den jeweiligen Messtag zu entnehmen.

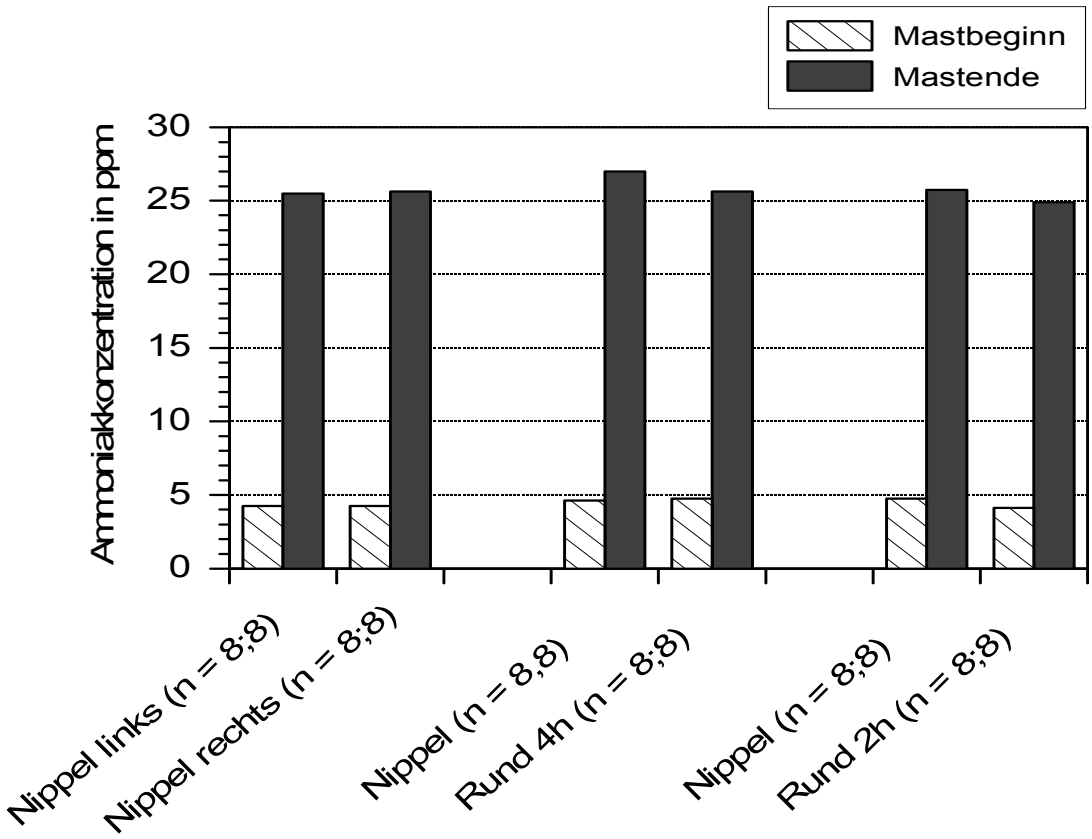


Versuchsdurchgang IV (Tag 29; 32,5°C / Tag 47; 28,1°C)

Abbildung 23: Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn und zu Mastende des Versuchsdurchganges IV, aufgeteilt nach Tränkevariante (n= Anzahl der Messpunkte pro Tränkevariante)

4.5.3 Ergebnisse der Schadgasmessung des Versuchsdurchganges V

Dieser Mastdurchgang erstreckte sich im Zeitraum vom 21.10. 2004 bis 9.12.2004. Zu Mastbeginn (Tag 28) konnte der niedrigste Ammoniakwert mit 3 ppm an einer 2h Rundtränke gemessen werden und der höchste mit 6 ppm an zwei Nippeltränken. Zu Mastende (Tag 46) ergaben die Schadgasmessungen den niedersten Wert mit 23 ppm an einer 2h Rundtränke und den höchsten Wert mit 29 ppm an einer Nippeltränke. Die Abbildung 24 stellt die Mittlere Ammoniakkonzentration zu Mastbeginn und zu Mastende des Versuchsdurchganges V dar, aufgeteilt nach Tränkevarianten.



Versuchsdurchgang V (Tag 28; 9,0 °C / Tag 46; 2,1°C)

Abbildung 24: Mittlere Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastbeginn und zu Mastende des Versuchsdurchganges V, aufgeteilt nach Tränkevarianten (n= Anzahl der Messpunkte pro Tränkevariante)

4.6 Immunglobulin Y

Von den 1152 Tieren je Versuchsdurchgang wurden jeweils zu Mastbeginn 120 Blutproben, von 20 Tieren pro Abteil, nach dem Zufallsprinzip entnommen. Und zu Mastende wurden 60 Blutproben gezogen, denn es wurden vor Ort nur 20 Tiere von drei Abteilen geschlachtet. Davon konnten in Versuchsdurchgang III bei vier Tieren (0,74%) keine Werte bestimmt werden, da die Blutproben hämolytisch waren. In Versuchsdurchgang IV waren bei drei Tieren (0,55%) die IgY-Werte nicht auswertbar, so dass diese nicht in die Berechnung mit einbezogen wurden. In Versuchsdurchgang V lag für ein Tier (0,18%) keine Blutprobe vor.

Die drei folgenden Tabellen 16, 17 und 18 zeigen, die mittlere IgY-Konzentration in mg/ml zu Mastbeginn und zu Mastende der drei Versuchsdurchgänge III bis V, aufgeteilt nach Tränkekombinationen.

Tabelle 16: Mittlere IgY-Konzentrationen in mg/ml zu Mastbeginn (Tag 21; n=20) und zu Mastende (Tag 49; n=20) des Versuchsdurchganges III, aufgeteilt nach Tränkekombinationen

Abteil	1	2	3	4	5	6
Tränke	Ni/Ni	Ni/Ri	Ni/Rd 24h	Ni/Ni	Ni/Ri	Ni/Rd 24h
Tag 21 IgY in mg/ml	4,64	3,80	3,76	5,59	3,66	3,92
Tag 49 IgY in mg/ml	15,26	19,95	16,35	n.b.	n.b.	n.b.

Ni= Nippel; Ri= Rinne; Rd= Rundtränke; n.b.= nicht bestimmt

Tabelle 17: Mittlere IgY-Konzentration zu Mastbeginn (Tag 29; n=20) und zu Mastende (Tag 50; n= 20) des Versuchsdurchganges IV, aufgeteilt nach Tränkekombinationen

Abteil	1	2	3	4	5	6
Tränke	Ni/Rd 24h	Ni/Rd 8h	Ni/Rd 4h	Ni/Rd 24h	Ni/Rd 8h	Ni/Rd 4h
Tag 29 IgY in mg/ml	8,45	7,17	7,33	5,41	4,85	6,90
Tag 50 IgY in mg/ml	n.b.	n.b.	n.b.	26,05	22,04	16,95

Ni= Nippel; Rd= Rundtränke; n.b.= nicht bestimmt

Tabelle 18: Mittlere IgY-Konzentration zu Mastbeginn (28; n=20) und zu Mastende (Tag 49; n=20) des Versuchsdurchganges V, aufgeteilt nach Tränkekombinationen

Abteil	1	2	3	4	5	6
Tränke	Ni/Ni	Ni/Rd 4h	Ni/Rd 2h	Ni/Ni	Ni/Rd 4h	Ni/Rd 2h
Tag 28 IgY in mg/ml	7,70	7,70	7,54	9,41	7,76	9,72
Tag 49 IgY in mg/ml	n.b.	n.b.	19,26	22,70	22,53	n.b.

Ni= Nippel; Rd= Rundtränke; n.b.= nicht bestimmt

In der Abbildung 25 ist der Mittlere IgY-Gehalt in mg/ml zu Mastanfang und zu Mastende für jeden Versuchsdurchgang wiedergegeben, aufgeteilt nach den einzelnen Tränkekombinationen.

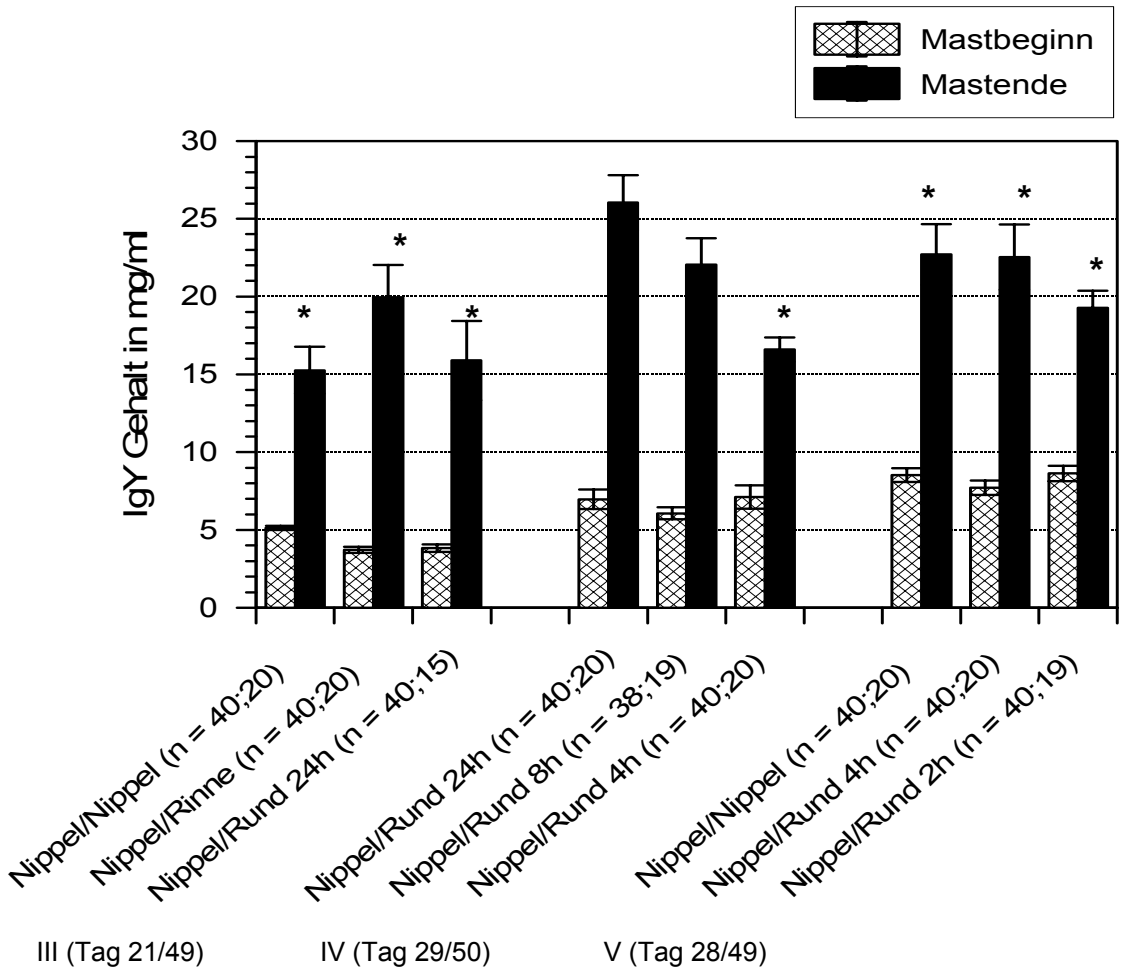


Abbildung 25: Mittlerer IgY-Gehalt in mg/ml (± SEM) zu Mastbeginn und Mastende, aufgeteilt nach Versuchsdurchgängen (III bis V) und Tränkekombinationen (n= Anzahl an Blutproben zu Mastbeginn; Mastende)

** stehen für signifikante Unterschiede innerhalb einer Tränkekombination zwischen Mastbeginn und Mastende (p < 0,001)*

4.6.1 Korrelation zwischen IgY-Gehalt im Plasma der Enten und dem Gehalt an Enterobacteriaceae in offenen Tränkevarianten

In Abbildung 26 ist die Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt im Blutplasma der Enten an bestimmten offenen Tränkevarianten und dem Gehalt an *Enterobacteriaceae* in diesen offenen Tränken zu Mastbeginn veranschaulicht. Die beiden Parameter korrelieren tendenziell negativ miteinander (r= -0,453; p= 0,0589). Die Anzahl (n= 15) ergibt sich dadurch, dass in Versuchsdurchgang III an zwei und in Versuchsdurchgang V an einer Tränkekombination Nippel/Nippel keine *Enterobacteriaceae* nachgewiesen werden konnten.

Es sei darauf hingewiesen, dass hier nur die Keimzahlen der offenen Tränken herangezogen wurden um einen Zusammenhang, zwischen dem *Entero-bacteriaceae*-Gehalt an einer offenen Tränke und dem mittleren IgY-Gehalt im Entenplasma der Enten an dieser Tränkevariante, festzustellen. Die Nippeltränken wurden bei Kombinationen mit offenen Tränken nicht berücksichtigt, bei der Kombination von Nippel/Nippel wurde ein Mittelwert aus den ermittelten *Enterobacteriaceae*-Gehalten errechnet.

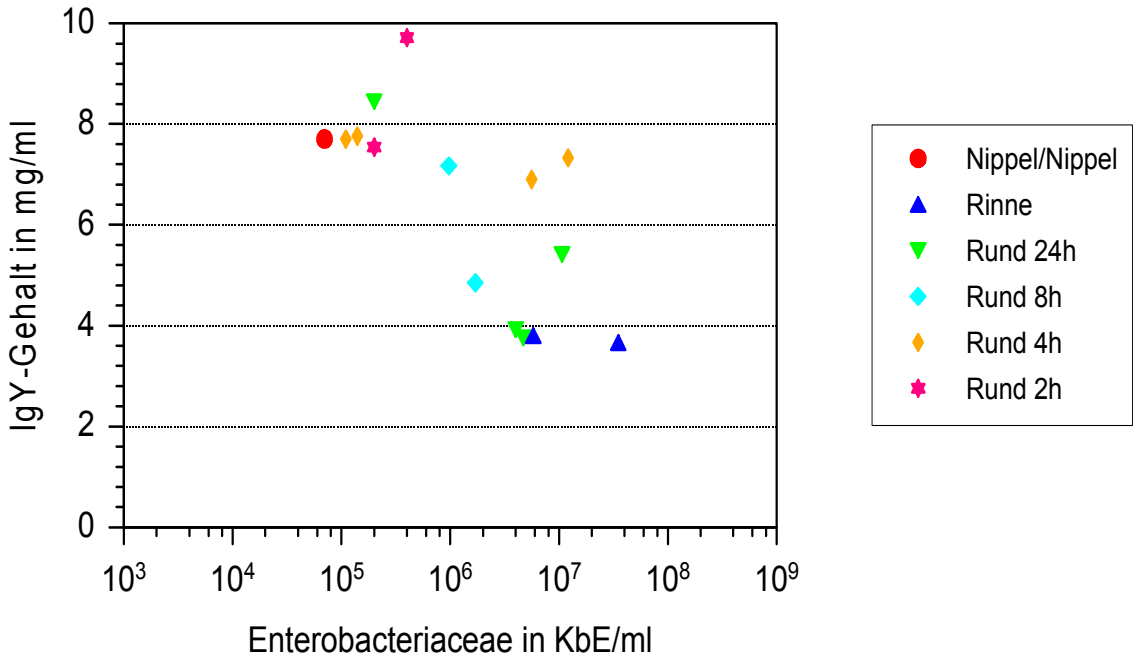


Abbildung 26: Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt in mg/ml im Plasma der Enten und dem Enterobacteriaceae-Gehalt (KbE/ml) in offenen Tränken zu Mastbeginn(n=15; r= -0,453; p=0,0589)

Zu Mastende konnte keine Korrelation zwischen den beiden Parametern festgestellt werden (r= -0,352; p= 0,352). In Abbildung 27 ist die Korrelation zwischen diesen beiden Parametern zu Mastende dargestellt.

Die Anzahl (n= 8) ergibt sich daraus, dass in Versuchsdurchgang V an der Tränkekombination Nippel/Nippel keine *Enterobacteriaceae* nachgewiesen werden konnten.

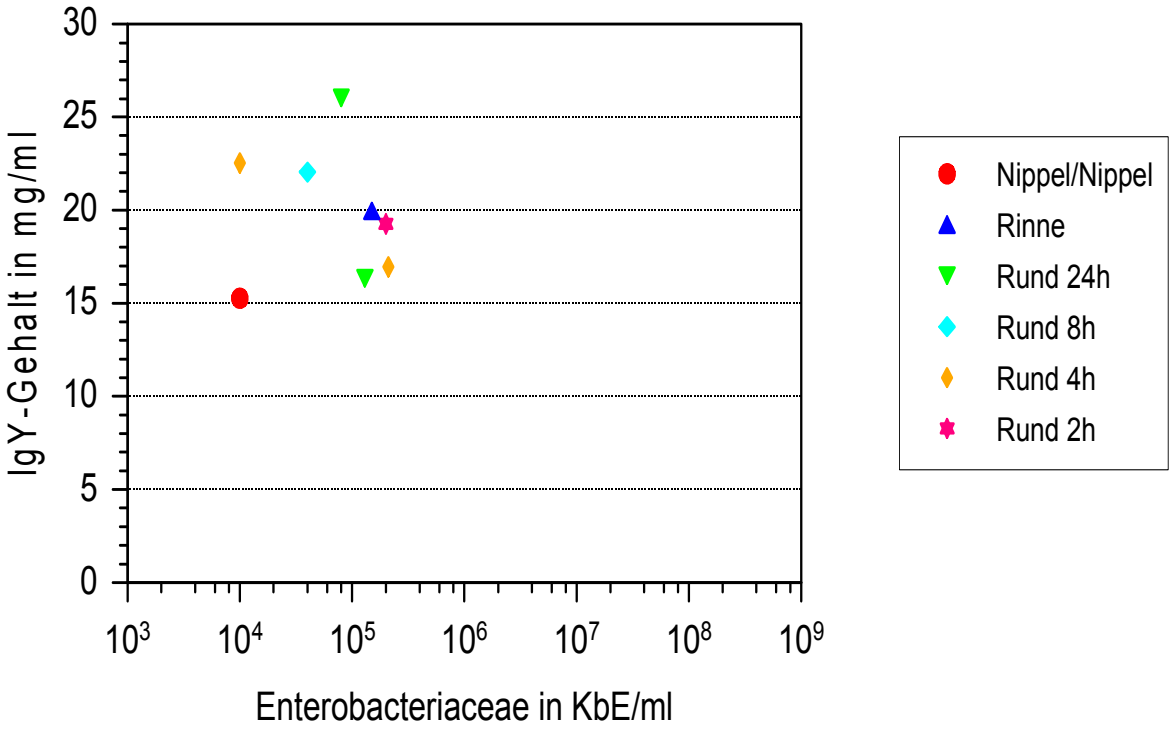


Abbildung 27: Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt in mg/ml im Plasma der Enten und dem Enterobacteriaceae-Gehalt (KbE/ml) in offenen Tränken zu Mastende (n= 8; r= -0,352; p= 0,352)

4.6.2 Korrelation zwischen IgY-Gehalt im Plasma der Enten und dem Gesamtkeimgehalt in offenen Tränken

In Abbildung 28 ist die Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt im Blutplasma der Enten und dem Gesamtkeimgehalt in offenen Tränken zu Mastbeginn dargestellt. Beide Parameter korrelieren nicht signifikant miteinander (r= -0,272; p= 0,275).
Die Anzahl (n= 16) ist damit zu erklären, dass in Versuchsdurchgang III in zwei Tränkekombinationen Nippel/Nippel keine Keime nachgewiesen werden konnten.

Es sei nochmals darauf hingewiesen, dass bei der Tränkekombination Nippel/Nippel, aus den ermittelten Gesamtkeimzahlen der beiden Tränken ein Mittelwert gebildet wurde. Bei den Tränkekombinationen, bei denen die Enten sowohl eine Nippeltränke als auch eine offene Tränke zur Verfügung gestellt bekamen, wurde nur die gemessene Gesamtkeimzahl der offenen Tränke herangezogen für die Korrelation und die Gesamtkeimzahl für die Nippeltränke wurde nicht berücksichtigt.

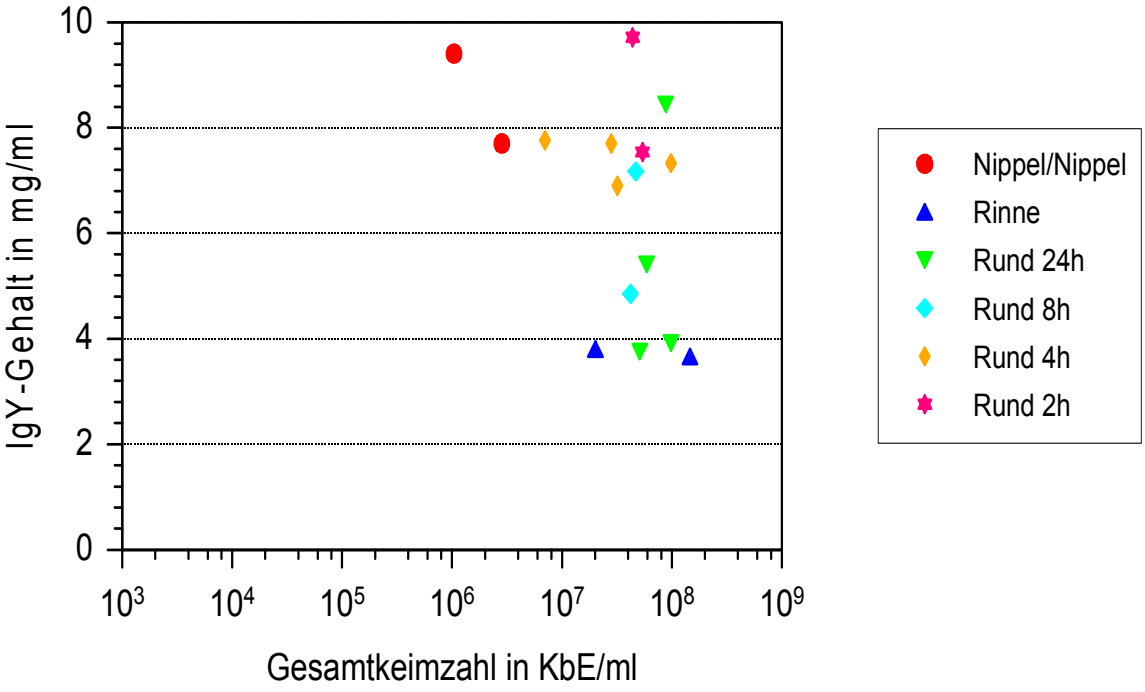


Abbildung 28: Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt in mg/ml im Plasma der Enten und der Gesamtkeimzahl (KbE/ml) in offenen Tränkevarianten zu Mastbeginn(n=16; r= -0,272; p= 0,275)

Die Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt (mg/ml) im Blutplasma der Enten und der Gesamtkeimzahl (KbE/ml) in offenen Tränken zu Mastende ist in Abbildung 29 dargestellt. Beide Parameter korrelieren nicht signifikant miteinander (r= 0,465; p= 0,207). Die Anzahl (n= 9) ergibt sich zu Mastende daraus, dass nur 20 Tiere aus drei Abteilen geschlachtet wurden.

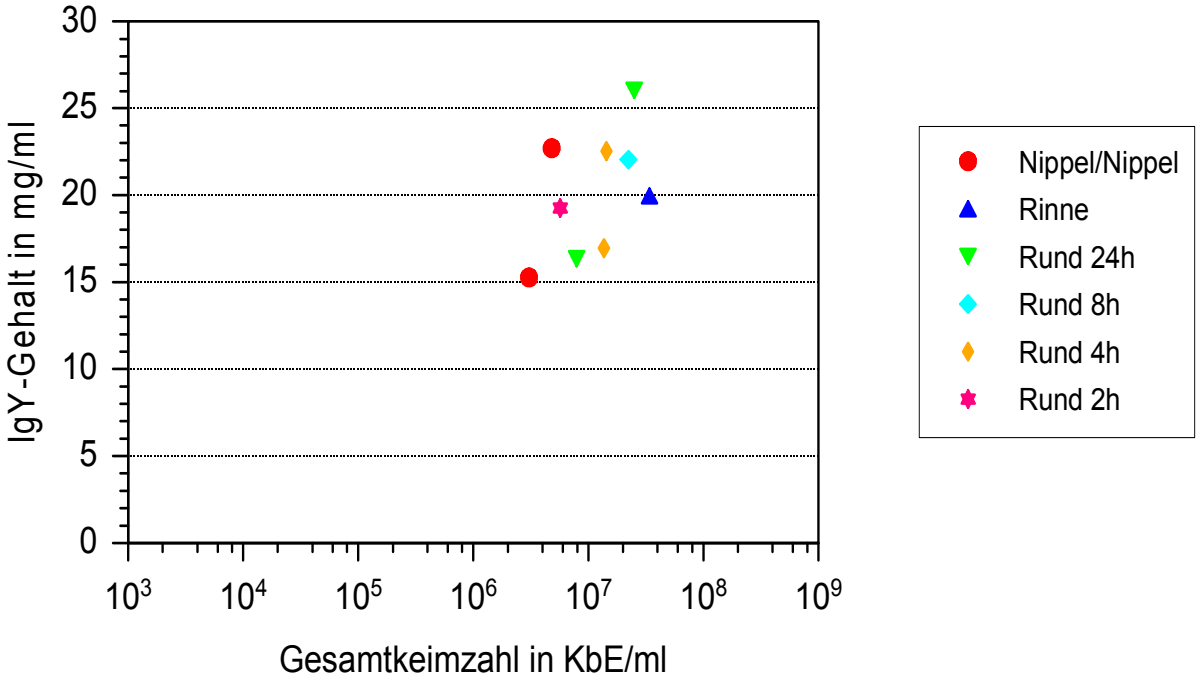


Abbildung 29: Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt in mg/ml im Plasma der Enten und der Gesamtkeimzahl (KbE/ml) in offenen Tränkevarianten zu Mastende (n= 9; r= 0,465; p= 0,207)

4.6.3 Korrelation zwischen IgY-Gehalt im Plasma der Enten und Ammoniakkonzentration an Tränkekombinationen

In Abbildung 30 ist die Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt im Blutplasma der Enten und der mittleren Ammoniakkonzentration zu Mastbeginn, aufgeteilt nach Tränkekombinationen dargestellt. Beide Parameter korrelieren signifikant negativ miteinander (r= - 0,777; p= 0,00015).

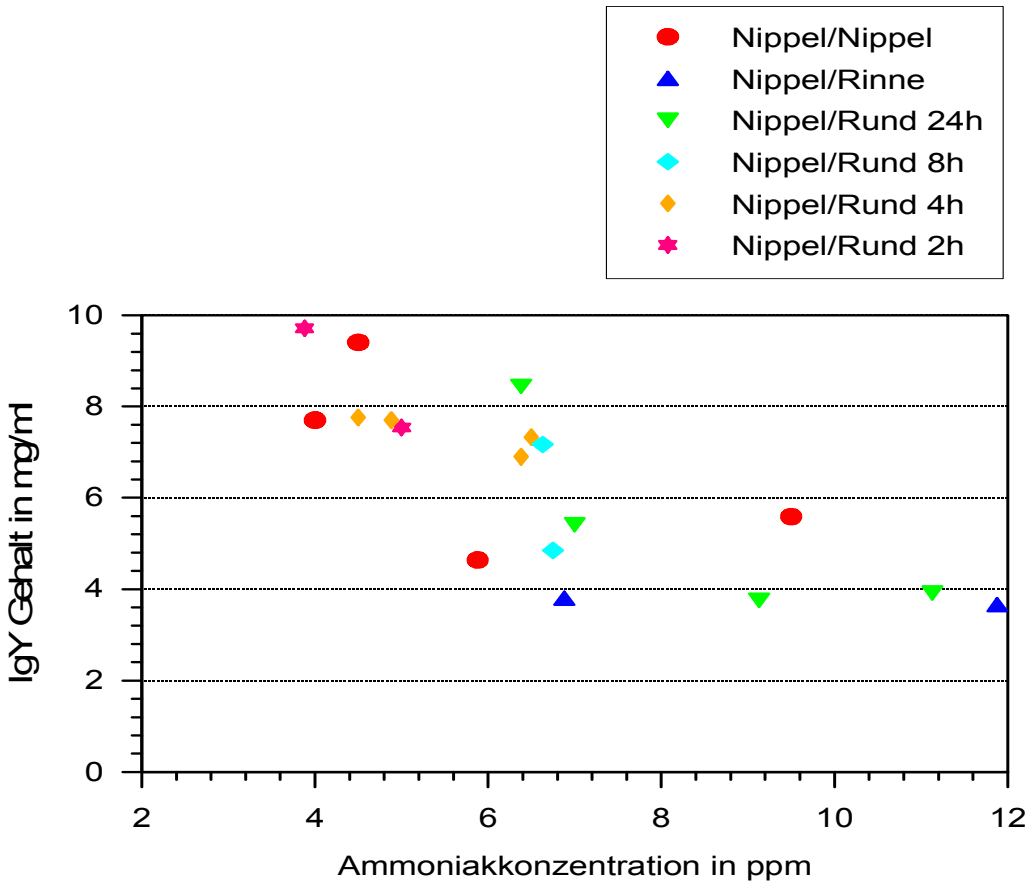


Abbildung 30: Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt in mg/ml im Plasma der Enten und der mittleren Ammoniakkonzentration (ppm) zu Mastbeginn aufgeteilt nach den einzelnen Tränkekombinationen (n= 18; r= -0,777; p=0,00015)

Die Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt (mg/ml) im Blutplasma der Enten und der mittleren Ammoniakkonzentration (ppm) zu Mastende, nach Tränkekombinationen aufgeteilt ist in Abbildung 31 dargestellt. Beide Parameter korrelieren nicht signifikant miteinander (r= 0,0649; p= 0,868). Die Anzahl (n= 9) ist damit zu erklären, dass zu Mastende nur 20 Tiere von drei Abteilen geschlachtet wurden.

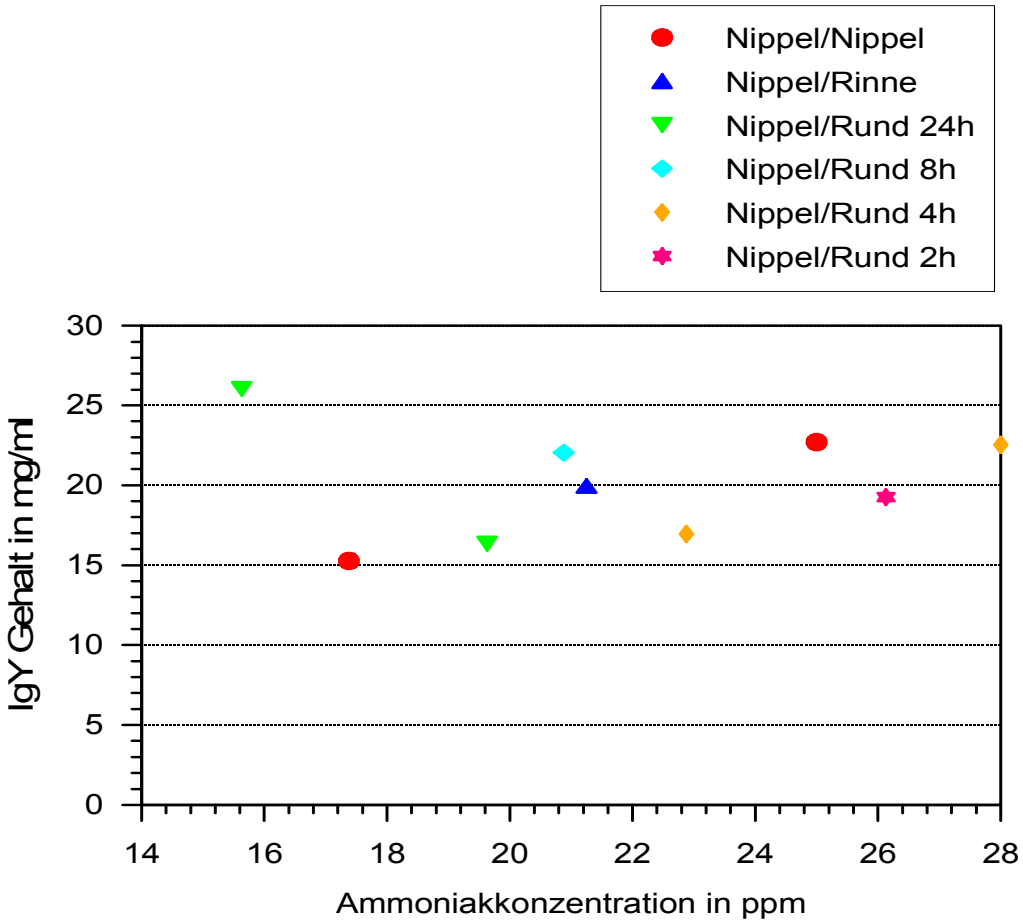


Abbildung 31: Korrelation zwischen dem mittleren IgY-Gehalt in mg/ml im Plasma der Enten und mittleren Ammoniakkonzentration in ppm zu Mastende, aufgeteilt nach den einzelnen Tränkekombinationen (n= 9; r= 0,0649; p= 0,868)

5 Diskussion

5.1 Tränkewasseruntersuchung auf Salmonellen

Es wurden aus allen Tränkesystemen Salmonellen isoliert. Im Versuchsdurchgang III zu Mastbeginn wurden keine Salmonellen aus Nippeltränken isoliert. Eine mögliche Erklärung dafür ist die hier erfolgte Probenahme aus dem Nippel, wohingegen ansonsten die Proben sowohl aus Nippel wie Auffangschalen gezogen wurden.

Die isolierten Salmonellen aus dem Tränkewasser verschiedener Tränkesysteme waren die Serovare, die laut Literatur zu erwarten waren. So wurde zum einen das nicht speziesadaptierte, endemisch vorkommende Serovar *S. Typhimurium* isoliert, welches ausschließlich über Lebensmittel auf den Menschen übertragen wird (Blaha, 1993). Des Weiteren wurde häufig *S. Saintpaul* isoliert; dieses Serovar zählt laut Blaha (1993) zu den nicht speziesadaptierten sporadisch vorkommenden Serovaren und stellt nach Meinung von Selbitz (2002) eine Gefahr für den Menschen dar, ruft beim Tier allerdings nur latente Infektionen hervor. Tiere, die mit Salmonellen infiziert sind und klinische Symptome zeigen, sind in der Regel sehr junge Enten, meist Jungtiere nach dem Schlupf. Ältere Tiere sind häufig latent infiziert (Henry, 2000). Da in dieser Studie keine Proben vom Tier genommen wurden, kann man nicht ausschließen, dass eventuell ältere Tiere latent infiziert waren, wobei keinerlei klinische Auffälligkeiten auftraten. Im Gegensatz zu Price et al. (1961) und Simko (1988), die in den meisten Fällen *S. typhimurium* isolierten, wurde in dieser Arbeit am häufigsten *S. Saintpaul* isoliert. Nach Meinung von Hartung (2003) sind Enten häufiger mit *S. typhimurium* als mit *S. enteritidis* infiziert. Weiter fallen alle, in dieser Studie isolierten Salmonellen-Serovare, bis auf *S. indiana*, unter die 26 Salmonellen-Serovare, die im Jahr 2002 am häufigsten beim Menschen zu Salmonellen-Erkrankungen geführt haben (Alpers und Schnitzler, 2003). Fraglich bleibt, wie viele Keime letztendlich im Tier selbst zu finden sind. Da in dieser Studie keine Kloakentupfer vom lebenden Tier oder bakterielle Fleischuntersuchungen am toten Tier vorgenommen wurden, ist schwer zu sagen inwiefern den gefundenen Salmonellen-Serovare im Tränkewasser letztendlich eine Bedeutung im Fleisch zu kommen. Nach Aussage von Sander (1993), sind einige 100.000 bis viele Millionen Keime notwendig, um letztendlich eine Infektion beim Menschen hervorrufen zu können. So bleibt die Frage offen, ob die

Salmonellen-Serovare aus dem Tränkewasser nicht nur Darmpassanten sind. Wenn es jedoch um die Gesundheit des Menschen geht, sind Spekulationen fehl am Platz. Vielmehr sollte man sich Gedanken machen, in wie weit man das tiergerechte Verhalten von Enten und die Sicherheit für den Verbraucher vereinbaren kann. Dem Verbraucher sollte bewusst gemacht werden, wie groß die Probleme in der Mastentenhaltung sind, welche Bedürfnisse die Tiere in Bezug auf Wasser und Trinkverhalten haben und welche Konsequenzen das für das Verbraucherverhalten gegenüber dem tierischen Lebensmittel hat. Hinsichtlich der Zubereitung von Hühnerfleisch in Bezug auf Salmonellen ist der Verbraucher längst aufgeklärt: die Durcherhitzung des Fleisches und damit Abtötung der Salmonellen, die laut Krämer (1997) bei einer Kerntemperatur von 70°C über eine Dauer von zehn Minuten erfolgt, ist bereits Routine geworden.

Diese Studie stellte Nippeltränken ohne Auffangschalen als keimärmstes System für die Enten dar, ohne dabei Rücksicht auf das Trinkverhalten zu nehmen, dafür aber dem Verbraucher gerecht zu werden.

5.2 Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf *Enterobacteriaceae*

Die Ergebnisse der quantitativen Untersuchung des Tränkewassers auf *Enterobacteriaceae* lagen in Bezug auf die Rundtränke im Bereich der angegebenen Werte in der Literatur. So hatten Knierim et al. (2004) einen *Enterobacteriaceae*-Gehalt von 3.428.000 KbE/ml an der breiten Rundtränke über vier Durchgänge zu Mastbeginn. In dieser Studie lag der Gehalt in 72h Tränkewasser bei der 24h Rundtränke zu Mastbeginn bei minimal 200.000 KbE/ml und maximal 10.650.000 KbE/ml jeweils in Mastdurchgang IV. Ebenso wie Knierim et al. (2004) wurde auch hier in allen drei Versuchsdurchgängen eine Abnahme des *Enterobacteriaceae*-Gehaltes zu Mastende festgestellt. Knierim et al. (2004) beobachteten Enten, die in den ersten drei Lebenswochen in den Tränken badeten und zum Teil hineinkoteten. Dies war aufgrund der Größe der Tiere zu Mastende nicht mehr möglich. Hinzu kamen die höheren Stalltemperaturen in den ersten Lebenswochen was ein Keimwachstum fördern konnte. In der vorliegenden Studie konnten ähnliche Beobachtungen gemacht werden. Allerdings geht aus der Studie von Knierim et al. (2004) kein Hinweis hervor, wie alt das Tränkewasser zum Zeitpunkt der Probeentnahme war. Somit sind die Werte von Knierim et al. (2004) mit den Werten aus dieser Studie nur unter Vorbehalt

zu vergleichen. Was den *Enterobacteriaceae*-Gehalt bei den Nippeltränken anbelangt, sind die Werte aus dieser Arbeit nicht mit der von Knierim et al. (2004) vergleichbar, denn hier wurden die Auffangschalen bis zum Mastende im Stall belassen und auch aus diesen Schalen Proben gezogen. So sind die vorliegenden hohen Werte für die Nippeltränke erklärbar, denn die Auffangschalen waren mit Futterresten verklebt, stellten sozusagen „Kontaktsuppen" dar, die nie gereinigt wurden, weshalb hier ein höherer Wert zu Mastende zu verzeichnen war. Die Forderung von Cuyck und Baeten (1993) nach einem *E.coli*- Gehalt von unter 100 KbE/ml für Tränkewasser bei Schweinen ist nicht annähernd für die offenen Tränken bei Enten übertragbar, nicht einmal bei Nippeltränken ohne Auffangschalen, bei denen Knierim et al. (2004) bereits Werte von 300 KbE/ml gemessen haben. Somit haben Berner und Simlacher (1977) durchaus Recht zu fordern, dass diese Zahl nicht realisierbar ist, selbst bei täglicher Reinigung und Desinfektion. Bei den Tränkevarianten, die nur 4h bzw. 2h für die Enten zugänglich waren, hatte man sich erhofft, die Keimzahlen zu senken. Anhand der ermittelten Ergebnisse ist dies aber nicht eingetreten. Gerade zu Mastende ist dies deutlich zu sehen, vergleicht man die gemessenen Keimzahlen der einzelnen Versuchsdurchgänge, so liegen die Maximalwerte für die 24h Rundtränke bei 130.000 KbE/ml an *Enterobacteriaceae*, bei der 8h Rundtränke bei 410.000 KbE/ml, für 4h Rundtränke bei 220.000 KbE/ml und für die 2h Rundtränke bei maximal 200.000 KbE/ml. Diese relativ hohen Werte lassen sich nur dadurch erklären, dass bei den eingeschränkten Zugangsmöglichkeiten der Nachfluss von frischem Wasser fehlte und somit eine Verdünnung der Keime ausblieb. Diese Tränkevarianten sind zu vergleichen mit stehenden Gewässern, in denen die Keimvermehrung ungehindert fortbesteht. Ein weiterer Grund könnte sein, dass die Enten in der kurzen Zeit, die sie diese Tränkevariante zur Verfügung gestellt bekamen, diese stärker frequentierten und sich ausgiebiger mit dem Wasser beschäftigten und deshalb höhere Werte zu verzeichnen waren. Über dies kann eventuell die parallel laufende Verhaltensarbeit Aufschluss geben (siehe Remy, 2005).

5.3 Bestimmung der Gesamtkeimzahl in 72h altem Tränkewasser

Die bestimmten Gesamtkeimzahlen überschreiten bei weitem die in der Literatur angegebenen Werte. So hatten Knierim et al. (2004) an der breiten Rundtränke 8.930.000 KbE/ml zu Mastanfang bestimmt und 1.484.000 KbE/ml zu Mastende. Die

ermittelten Werte dieser Arbeit zeigen, dass an der 24h Rundtränke minimal 51.000.000 KbE/ml und maximal 98.000.000 KbE/ml zu Mastbeginn in Versuchsdurchgang III gemessen wurde, und zu Mastende der niedrigste Gesamtkeimgehalt mit 7.900.000 KbE/ml in Versuchsdurchgang III ermittelt wurde und der höchste Keimgehalt zu Mastende lag bei 34.000.000 KbE/ml in Versuchsdurchgang IV. Man muss bedenken, dass die Proben 72h nach der letzten Reinigung gezogen wurden und deshalb die Werte deutlich höher liegen. Es sei nochmals darauf hingewiesen, dass der Studie von Knierim et al. (2004) keine Angaben zu entnehmen sind, wann die Tränken das letzte Mal gereinigt wurden, als die Proben entnommen wurden. Somit können die Werte von Knierim et al. (2004) nur mit Vorbehalt mit den Werten aus dieser Studie verglichen werden. Die hier gemessenen Gesamtkeimzahlen für die Nippeltränken sind deutlich höher als die von Knierim et al. (2004) angegeben. Dies ist wie schon bei den *Enterobacteriaceae* dadurch zu erklären, dass die Auffangschalen bis zum Ende der Mast montiert waren und während der Mastperiode nie gereinigt wurden. Vergleichbar mit den Ergebnissen von Knierim et al. (2004) ist eine Abnahme der Gesamtkeimzahl zu Mastende. Dies wiederum lässt sich auch hier damit erklären, dass die Tiere noch am Anfang auf die Wasseroberfläche gelangten, und so Schmutz und Kot mit eintrugen, was ihnen zu Mastende nicht mehr möglich war. Verglichen mit den Ergebnissen an Gesamtkeimzahlen in verschiedenen Tränkesystemen für Hühner von Guse (1971) und Nagel (1974), werden auch diese hier für alle Tränkevarianten bei weitem überschritten. Der Unterschied lässt sich dadurch erklären, dass die Untersuchungen der beiden Autoren bei Tränken von Hühnern erfolgten, das Trinkverhalten der Ente und deren Affinität zu Wasser jedoch sehr differenziert ist zu dem des Huhnes, weshalb die Werte aus dem Hühnersektor nicht wirklich geeignet sind zum Vergleich mit Werten bei Enten. Selbst die Forderung von Van Cuyck und Baeten (1993), die Gesamtkeimzahl solle in Schweinetränken unter 100.000 KbE/ml sein, ist zumindest auf offene Tränken bei Enten nicht übertragbar.

Auch in der Gesamtkeimzahl ist ersichtlich, dass der erhoffte Erfolg, zur Reduktion der Keime im Tränkewasser, bei den Rundtränken mit begrenztem Zugang, ausblieb. Zum einen unterscheiden sich die Tränken mit 8h-, 4h-und 2h- Zugang vom Keimgehalt nur minimal voneinander, zum anderen ist bei der 2h Tränke eher ein erhöhter

Keimgehalt festzustellen, der sich wie bereits erläutert, unter anderem durch den verminderten Nachfluss und Umsatz von Wasser erklären lassen dürfte.

5.4 Gesamtkeimzahlbestimmung im Tränkewasser nach einer halben Stunde und nach vier Stunden der Reinigung

Wie Berner und Simlacher (1977) schon in Wasserproben aus Beckentränken für Ferkel feststellten, war in dieser Studie trotz Reinigung bereits nach einer halben Stunde ein deutlicher Keimanstieg zu vermerken und vier Stunden nach der Reinigung war beinahe wieder die ursprüngliche Keimzahl eingestellt. Auffällig sind hier die 2h zugänglichen Rundtränken, die vier Stunden nach der Reinigung zu Mastende geringere Keimzahlen aufwiesen, als eine halbe Stunde nach der Reinigung. Vermutlich liegt es daran, dass zum Zeitpunkt der Probennahme, also eine halbe Stunde nach Reinigung, die Tiere nur noch kurze Zeit Zugang hatten, dabei ausreichend Wasser nachfloss und dann die Tränken kurz darauf hochgezogen wurden, wodurch keine Keime mehr eingeschleppt werden konnten.

5.5 Schadgasmessung

In dieser Arbeit liegen die Ammoniakwerte der einzelnen Tränkevarianten zumindest zu Mastbeginn in dem von Tüller (1993) geforderten Bereich von 10 ppm. Somit werden auch die Bayerischen Mindestanforderungen an die Haltung von Pekingmastenten mit 10 ppm eingehalten. Jedoch zu Mastende wurden die Forderungen von Tüller (1993) und die der Bayerischen Mindestanforderung, nämlich nicht dauerhaft über 20 ppm anzusteigen, für keine der Tränkevarianten erfüllt. Dies kann von einer Vielzahl an Faktoren abhängen. Zum einen gibt Pingel (2000) zu bedenken, dass der Wassergehalt im frischen Entenkot mit 85 bis 90 % sehr hoch ist und es dadurch zu sehr feuchter Einstreu kommt aber auch die Luftfeuchte im Stall ansteigt. Da Ammoniak wasserlöslich ist, verteilt sich das Schadgas sehr leicht in feuchter Luft (Al Homidan et al., 2003; Pingel, 2000; Weaver et al., 1991). In dieser Studie wurde die Feuchtigkeit im Stall nicht gemessen, deshalb kann man nur annehmen, von dem Hintergrund der Literatur ausgehend, dass im Stall eine hohe Luftfeuchte herrschte. Theresa et al. (1989) stellten fest, dass die NH_3-Konzentration im Stall mit zunehmendem Alter der Tiere anstieg. Dies ist auch auf die Ergebnisse dieser Studie übertragbar. Eine weitere Erklärung könnte sein, dass die Tiere zu Mastende größer

sind, daher mehr Oberfläche haben um Wärme abzugeben, folglich die Temperaturen im Stall ansteigen, was die bakterielle Zersetzung der stickstoffhaltigen Anteile in Kot und Harnsäure fördert und beschleunigt (Al Homidan et al., 2003). Nach der Ansicht von Al Homidan et al. (2003) hat sich die Ammoniaksituation in Geflügelställen nach Einführung von Nippeltränken verbessert, da diese Tränkevariante doch einen großen Einfluss auf Einstreufeuchte und somit auf die Ammoniakkonzentration hat. Vergleicht man seine Aussage mit den Ergebnissen aus dieser Studie stellt man fest, dass in den Abteilen, in denen nur Nippeltränken angeboten wurden, ähnliche Schadgasbedingungen herrschten wie in Abteilen, in denen Nippeltränken mit einer offenen Tränke kombiniert waren. Doch dabei muss darauf hingewiesen werden, dass die sechs Abteile in dieser Studie nicht räumlich voneinander getrennt waren, somit die Ergebnisse mit Vorbehalt zu bewerten sind. Selbst wenn man die Ammoniakwerte einzeln für jeden Versuchsdurchgang betrachtet, um eventuelle Masttage, Außentemperaturen und Jahreszeiten miteinzubeziehen, ist kein signifikanter Unterschied zu sehen, was sich dadurch erklären lässt, dass die Luft mit Außentemperatur zwar durch die Unterdrucklüftung in den Stall gezogen wird, sich dort mit der abstrahlenden Wärme der Tiere verbindet, und somit keine Rückschlüsse von Außentemperatur auf Stalltemperatur gezogen werden können.

Da in dieser Studie sehr auf das Einstreumanagement und somit immer Wert auf trockene Einstreu gelegt wurde und die Tränken über Ablaufschächten angebracht waren um ein Einnässen der Streu durch die Tränken zu vermeiden, kann man sagen, dass die Stallvorrausetzungen bestmöglichst optimiert waren. Dennoch waren die Ammoniakkonzentrationen zu Mastende sehr hoch. Zusammenfassend kann festgestellt werden, dass Nippeltränken nicht besser als offene Tränken in Bezug auf die Schadgassituation im Stall abschnitten. Wobei nochmals erwähnt werden muss, dass die Abteile mit Nippeltränke nur durch ein Drahtgitter von Abteilen mit offenen Tränken abgetrennt waren.

Beim Einsatz von offenen Tränken im Entenmaststall sollte auf eine adäquate Einstellung der Lüftung, sowie auf ein gutes Einstreumanagement Wert gelegt werden.

5.6 Immunglobulin Y– Gehalt im Blutplasma

Zu Mastbeginn liegen die IgY-Gehalte im Blutplasma mit 3,76 mg/ml an einer Nippel/Rund 24h Kombination und mit 9,72 mg/ml an einer Nippel/Rund 2h Kombination im Bereich von der in der Literatur angegeben Werte von 6,00 bis 13,00 mg/ml für Hühner (Erhard et al., 2000; Bohner 1977; Starker, 1978; Quartiers und Meyers, 1976). Nach Liu und Higgins (1990) handelt sich bei dem maternal übertragenen Antikörpern auf den Dottersack der Entenküken um das 7,8S IgY (ΔFc). Kaspers (1989) hat in seiner Studie ein Anstieg des IgG-Gehaltes im Serum von Hühnerküken bis zum 2. Lebenstag festgestellt. Danach fiel laut Kaspers (1989) der Serum-IgG-Wert schnell ab und erreichte seinen tiefsten Stand am 16. Lebenstag. Geht man davon aus, dass die Halbwertszeit für maternale Antikörper bei Entenküken ebenfalls der Werte entspricht, die Kaspers (1989) für Hühnerküken festgestellt hat, könnte man daraus folgern, dass bei der ersten Blutentnahme in dieser Studie bei den Enten noch maternale Antikörper im Plasma vorhanden waren. Grey (1967a) stellte einen zunehmenden Anstieg von antigenbindendem IgY im Serum von mit bovinem Serumalbumin immunisierten Enten fest. Toth et al. (1981a, b, c) stellte ebenfalls hohe Titerkonzentrationen in Entenseren fest, die zuvor mit Proteinen, Viren, etc. immunisiert wurden. Vergleichend mit den Ergebnissen dieser Studie zu Mastende wurden auch hohe Durchschnittswerte wie 22,53 mg/ml an der Nippel/Rund 4h Kombination gemessen. Dies könnte man durch den regen Antigenkontakt erklären. Folglich kann man daraus schließen, dass hohe Antikörpergehalte als ein gutes Zeichen zu werten sind und man so Rückschlüsse auf ein gutes und intaktes Immunsystem ziehen kann. Ein weiterer Ansatzpunkt zur Erklärung der hohen Antikörperwerte zu Mastende könnte die Nachweismethode sein. 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 beide IgY-Arten der Ente nachgewiesen wurden, sowohl das 7,8S IgY als auch das 5,7S IgY(ΔFc).

Es konnte kein Zusammenhang zwischen IgY–Gehalt im Blutplasma und dem Keimgehalt der einzelnen Tränkevarianten, die den Enten zur Verfügung standen festgestellt werden. Aber anhand der Ergebnisse konnte an der Tränkekombination Nippel/Nippel, bei der kein arttypisches Trinkverhalten möglich war, hinsichtlich des

Immunstatus, kein Unterschied zu Tränkekombinationen, bei denen dies möglich war gezeigt werden.

5.6.1 Korrelation zwischen IgY–Gehalt im Plasma der Enten und dem Gehalt an Enterobacteriaceae in offenen Tränkevarianten

Wie im Ergebnisteil ersichtlich wird, besteht kein Zusammenhang zwischen einem exakten *Enterobacteriaceae*-Gehalt an einer bestimmten offenen Tränke zu den an dieser Tränke gemessenen IgY-Konzentrationen im Plasma der Enten. Folglich kann man den Schluss ziehen, dass der sehr hohe *Enterobactericeae*-Gehalt weder positiv noch negativ die Gesamt-ImmunglobulinG-Synthese der Enten beeinflusst.

5.6.2 Korrelation zwischen IgY–Gehalt im Plasma der Enten und dem Gesamtkeimgehalt in offenen Tränkevarianten

Weder bei den hohen *Enterobacteriaceae*-Gehalten, noch bei den hohen Gesamtkeimzahlen im Tränkewasser der einzelnen Tränkevarianten besteht ein Zusammenhang zum IgY–Gehalt im Plasma der Enten. Man kann sich der Frage von Hartung et al. (2000) anschließen, ob es notwendig ist, dass das Tränkewasser Trinkwasserqualität haben muss. Denn diese Forderung nach Trinkwasserqualität in Tränken für landwirtschaftliche Nutztiere (Kolb und Gürtler, 1967; Berner und Simlacher, 1977; Mehlhorn, 1979; Böhm, 1986; Müller, 1986) kann in dieser Studie keine Tränkevariante vorweisen, nicht einmal die Nippeltränke. Die Werte liegen nicht nur minimal über den Richtwerten der Trinkwasserverordnung, was Böhm (2000) noch vertretbar fände, sondern weit darüber. Doch Guse (1971), bei dessen Wasseruntersuchungen bei Hühnern alle Proben über den Richtwerten der Trinkwasser-Verordnung lagen, ist der Meinung, dass dies für den Tierbestand unter normalen Bedingungen nicht bedenklich sei. Er geht davon aus, dass Tiere, die in einem geschlossenen System leben, eine Immunität gegenüber den stallspezifischen Keimen ausbilden. Nur so sei es zu erklären, dass es durch die hohen Keimzahlen im Tränkewasser nicht zu hohen Verlusten kommt. Im Gegensatz dazu ist Böhm (1986) der Ansicht, dass ein Erfolg in der Produktion und somit ein Gewinn nur dann zu erzielen ist, wenn der auf den Tieren lastende Keimdruck minimal ist. In den Versuchsdurchgängen in dieser Arbeit waren die Tiere durch die offenen Tränken einem weitaus höheren Keimdruck ausgesetzt, aber trotzdem war ein Erfolg in der Produktion ersichtlich. Also scheint sich die Aussage von Guse (1971) zu bestätigen.

5.6.3 Korrelation zwischen IgY–Gehalt im Plasma der Enten und Ammoniakkonzentration an Tränkekombinationen

Zu Mastbeginn korrelieren die Parameter IgY–Gehalt und Ammoniakkonzentration negativ signifikant (r= -0,777; p< 0,000151) miteinander. Aus den Ergebnissen ist ersichtlich, dass die Tränkekombinationen Nippel/Nippel, Nippel/Rund 4h und 2h die höchsten IgY-Konzentrationen bei geringstem Ammoniakgehalt aufwiesen. Bei diesen Tränkekombinationen bewegten sich sowohl die Ammoniakkonzentrationen bei maximal 10 ppm (Tüller, 1993) als auch die ImmunglobulinY-Gehalte in den von der Literatur angegebenen Bereichen von 6,00 bis 13 mg/ml (Erhard et al., 2000). Es bestätigten sich auch die Aussagen, dass Ammoniak die Gesundheit der Tiere beeinträchtigt (Tüller et al., 1990; Oyetunde et al., 1978; Carlile, 1984; Bullis et al., 1950) und so das Immunsystem schwächt.

Zu Mastende korreliert der Ammoniakgehalt nicht signifikant mit der IgY-Konzentration im Plasma der Enten (r= 0,0649; p= 0,868). Aus Abbildung 31 (S.90, Ergebnisteil) ist ersichtlich, dass hohe Ammoniakkonzentrationen höhere ImmunglobulinY-Konzentrationen zur Folge haben.

5.7 Schlussfolgerung

Keine in dieser Studie auf Gesamtkeimzahl und *Enterobacteriaceae*-Gehalt im Tränkewasser untersuchte Tränkevariante erfüllt die so häufig geforderte Trinkwasserqualität für landwirtschaftliche Nutztiere. Die Werte an *Enterobacteriaceae* reichen zu Mastbeginn im 72h Wasser von minimal 0 KbE/ml an Nippeltränken zu maximal 35.000.000 KbE/ml an einer Rinnentränke. Die Gesamtkeimzahl bewegt sich zu Mastbeginn zwischen minimal 0 KbE/ml an Nippeltränken und maximal 146.000.000 KbE/ml an einer Rinnentränke. Zwar sinken die Gehalte zu Mastende, aber selbst diese Werte sind weit über den angegebenen Werten von 0 Keime/100 ml Wasser an *E. coli*-, Enterokokken- und Coliformen Keimen. Vergleicht man die Keimzahlen zwischen den einzelnen Tränkevarianten, stellt man fest, dass sie sich nicht wesentlich voneinander unterscheiden. Doch scheinen diese hohen Keimzahlen die Tiere nicht nachteilig in ihrer Gesundheit zu beeinflussen wie die Ergebnisse aus der Korrelation des IgY–Gehaltes zwischen dem Gehalt an Keimen in den einzelnen Tränkevarianten zeigen. Es scheint eher der Fall zu sein, dass sie eine stallspezifische Immunität ausbilden. Betrachtet man die Ammoniakkonzentrationen,

sind auch hier keine Tränkevarianten dabei, die höhere Werte aufweisen als eine andere Tränke. Wobei darauf hingewiesen wird, dass die Abteile in dieser Studie nicht räumlich voneinander abgegrenzt waren. Aus allen Tränkevarianten wurden Salmonellen-Serovare isoliert, wobei in offenen Tränken häufiger Salmonellen gefunden wurden. Die isolierten Serovare zählten alle zu den 26 häufigsten Serovare, die im Jahr 2002 Erkrankungen beim Mensch hervorgerufen hatten.

Geht man von der Sicht des Endverbrauchers aus, müsste man den Enten die Nippeltränke ohne Auffangschalen zur Verfügung stellen, hier wäre annähernd Trinkwasserqualität möglich. Zieht man den ethologischen Aspekt mit in die Überlegung ein, können Nippel gar nicht oder nur in Kombination mit einer offenen Tränke zur Verfügung gestellt werden.

Nach dem Stand dieser Studie scheinen die hohen Keimzahlen den Tieren nicht zu schaden und somit kann im Prinzip jede der erwähnten offenen Tränke empfohlen werden. Ein zeitlich begrenzter Zugang zu offenen Tränken ist jedoch sinnvoll, denn nur so ist der Wasserverbrauch kalkulierbar und folglich für den Betreiber finanzierbar und rentabel.

6 Zusammenfassung

Es wurde eine tiergerechte Wasserversorgung von Pekingenten unter hygienischen Aspekten untersucht.

Insgesamt fanden fünf Versuchsdurchgänge statt, wobei nur die Versuchsdurchgänge (VG) III bis V in dieser Studie berücksichtigt wurden. In jedem Versuchsdurchgang, mit einer Mastdauer von 47 bis 49 Tagen, wurden je 1.152 Cherry-Valley-Pekingenten gehalten, die auf sechs Stallabteile aufgeteilt waren.

In diesen drei Versuchsdurchgängen (III bis V) stand die Erprobung verschiedener Tränkevarianten (Nippel-, Rinnen-, und modifizierte Rundtränke) im Vordergrund. Diese Tränkevarianten wurden in Versuchsdurchgang III als Kombinationen – Nippel/Nippel, Nippel/Rinne, Nippel/Rund 24h – rund um die Uhr den Enten angeboten. In den Versuchsdurchgängen IV und V kam nur noch die modifizierte Rundtränke als offene Tränkevariante mit teilweise zeitlich begrenztem Zugang zum Einsatz. So wurde in Versuchsdurchgang IV die modifizierte Rundtränke mit 24h-,8h- und 4h Zugang zusätzlich zu Nippeltränken angeboten, in Versuchsdurchgang V erneut mit 4h- und 2h Zugang sowie einer Kontrollgruppe, denen nur Nippeltränken zur Verfügung standen.

Es wurden, jeweils zu Mastbeginn (21.-28. Tag) und zu Mastende (46.-47. Tag) in den Versuchsdurchgängen III-V Wasserproben aus jeder Tränkevariante gezogen und mikrobiologisch auf Enterobacteriaceae-Gehalt, Gesamtkeimzahl, sowie qualitativ auf Salmonella-Serovare untersucht. Des Weiteren erfolgten Blutentnahmen zur Bestimmung des IgY-Gehaltes im Plasma (mittels neu entwickeltem Sandwich-ELISA) sowie die Bestimmung der Ammoniakkonzentration in der Stallluft.

Bei der qualitativen Untersuchung des Tränkewassers auf Salmonella-Serovare konnte aus jeder Tränkevariante Salmonellen isoliert werden. Alle isolierten Serovare konnten als humanpathogene Keime identifiziert werden. S. Saintpaul stellte das häufigste gefundene Serovar dar. Dagegen wurde das für den Menschen bedeutsamere Serovar S. Typhimurium nur einmal isoliert.

Es wurden bei der quantitativen Bestimmung auf Enterobacteriaceae-Gehalt und Gesamtkeimzahl immer zu Mastbeginn höhere Werte gemessen als zu Mastende.

Die Messungen in Versuchsdurchgang III (VG III) zu Mastbeginn ergaben durchschnittlich 0 KbE/ml an Enterobacteriaceae in Nippeltränken (vgl. VG IV: 100.000 KbE/ml; bzw. VG V: 0 KbE/ml), bei Rinnentränken lag der Enterobacteriaceae-Gehalt in VG III bei 20.400.000 KbE/ml; an den 24h Rundtränken konnte zu Mastbeginn ein Enterobacteriaceae-Gehalt (VG III) von 4.350.000 KbE/ml (vgl. VG IV: 5.425.000 KbE/ml) festgestellt werden. Des Weiteren konnte zu Mastbeginn an der 8h zugänglichen Rundtränke ein Enterobacteriaceae-Gehalt von 1.335.000 KbE/ml gemessen werden (VG IV), wogegen an der 4h zugänglichen Rundtränke in VG IV 8.875.000 KbE/ml (vgl VG V: 125.000 KbE/ml) festgestellt wurden. An den 2h zugänglichen, modifizierten Rundtränken lag der durchschnittliche Enterobacteriaceae-Gehalt bei 600.000 KbE/ml (VG V). An allen Tränkevarianten konnte über alle drei Versuchsdurchgängen hinweg zum Mastende hin eine Abnahme an Enterobacteriaceae festgestellt werden.

Bei Mastbeginn wurde als durchschnittliche Gesamtkeimzahl in VG III 0 KbE/ml (vgl. VG IV: 5.510.000 KbE/ml bzw. VG V: 605.000 KbE/ml) an Nippeltränken ermittelt, an Rinnentränken 83.075.000 KbE/ml (VG III) und an den 24h Rundtränken in VG III 74.500.000 KbE/ml (vgl. VG IV: 73.500.000 KbE/ml). Die Gesamtkeimzahlen konnten in Rundtränken mit einer zeitlichen Zugangsbegrenzung von 8h, 4h und 2h nicht reduziert werden. Die Gesamtkeimzahlen sanken in den Tränken, wie schon bei den Enterobacteriaceae, zu Mastende ab.

Die gemessenen Schadgaskonzentrationen, bewegten sich zu Mastbeginn zwischen minimal 3,00 ppm an einer Nippeltränke und maximal 14,00 ppm jeweils an einer Rinnen- und einer 24h Rundtränke. Diese Werte stiegen zu Mastende deutlich an. So ergaben sich zu Mastende Ammoniakwerte von minimal 8,00 ppm an einer Nippeltränke und maximal 32,00 ppm an einer Rinnentränke.

Die mittleren IgY-Gehalte im Blutplasma betrugen zu Mastbeginn minimal 3,66 mg/ml an der Tränkekombination Nippel/Rinne in Versuchsdurchgang III und maximal 9,72 mg/ml an der Kombination Nippel/Rund 2h in Versuchsdurchgang V. Die mittleren IgY-Konzentrationen beliefen sich zu Mastende auf minimal 15,26 mg/ml an der Tränkekombination Nippel/Nippel in Versuchsdurchgang III und maximal 26,05 mg/ml an der Kombination Nippel/24h Rundtränke in Versuchsdurchgang IV.

Zu Mastbeginn und zu Mastende war keine Korrelation zwischen dem IgY-Gehalt im Plasma der Tiere und dem Gehalt an Enterobacteriaceae sowie dem Gesamtkeimgehalt in offenen Tränken, festzustellen.

Es bestand eine signifikante Korrelation zwischen den IgY–Gehalten und den gemessenen Ammoniakwerten zu Mastbeginn. Zu Mastende korrelierten diese Parameter nicht signifikant miteinander.

Aus hygienischer Sicht kann festgestellt werden, dass sich keine erheblichen Differenzen zwischen den einzelnen offenen Tränken in Bezug auf die Gesamtkeimzahl oder Anzahl an Enterobacteriaceae ergab. Alle Werte lagen weit über den Richtwerten der Trinkwasserverordnung. Doch diese hohen gemessenen Keimzahlen in den Tränkevarianten nehmen scheinbar keinen Einfluss auf die IgY–Gehalte im Plasma der Enten.

7 Summary

Water supply for Pekin ducks under hygienic and animal health aspects

The research investigates if a water supply for Pekin ducks can be found that is hygienic as well as appropriate for the species.

Five series of tests (T) were carried through; only the test series III to V proved to be worth considering in this study (the first two had a preliminary character). In each test series 1,152 Cherry Valley pekin ducks were raised as feeder ducks for a period of 47 to 49 days, divided in six sections of one stable.

All three tests primarily dealt with different methods of water supply (nipple trough, channel trough and modified round trough). These different drinkers were combined in test III (nipple/nipple, nipple/channel, nipple/round 24h) without a time limit of access for the ducks. In test IV and V the ducks were offered access only to the round trough and partly only for a few hours per day. In test IV the modified round trough was offered with an access of 24, 8 and 4h in addition to the nipple trough; test V had the same constellation as test IV with an access of 4 resp. 2 hours but with an additional control group that had only nipple troughs at their disposal.

During all three test series – at the beginning (day 21-28) and the end (day 46-47) of the fattening period – water samples were taken from each type of trough, blood samples were taken and ammonia concentration was measured in the coops. The water samples were examined microbiologically to establish their *Enterobacteriaceae* content and total germ count, and were examined as well qualitatively for *Salmonella*-serovars. The IgY count in blood plasma was determined by means of a newly developed sandwich ELISA.

In the qualitative examination of the water from the troughs for S*almonella*-serovars, *Salmonella* were isolated from each type of trough. All serovars isolated were identified as human pathogens. *S. Saintpaul* was the most frequently found serovar. The serovar *S. Typhimurium*, however, which is more relevant for humans, was only isolated once.

The values of the quantitative examination for *Enterobacteriaceae* and total germ count measured at the beginning of the fattening period were always higher than those measured at the end.

In test III (T III), the average number of the *Enterobacteriaceae* at the start of fattening was 0 CFU/ml in nipple troughs (T IV: 100,000 CFU/ml resp. T V: 0 CFU/ml), 20,400,000 CFU/ml in channel troughs; in 24h round troughs there were found 4,350,000 CFU/ml (T: IV 5,425,000 CFU/ml), in 8h round troughs 1,335,000 CFU/ml (T IV). The 2h modified round troughs showed an average number of *Enterobacteriaceae* of 600,000 CFU/ml. In all three test series the average amount of *Enterobacteriaceae* dropped towards the end of the fattening period.

At the start of the fattening period the average total germ count measured was as follows: 0 CFU/ml in T III (T IV: 5,510,000 CFU/ml resp. T V: 605,000 CFU/ml) at nipple troughs, 83,075,000 CFU/ml (T III) at channel troughs and 74,500,000 CFU/ml (T III) at 24h round troughs (T IV: 73,500,000 CFU/ml). The total germ count could not be reduced in round troughs with limited access of 8, 4 and 2h. At the end of fattening period the total germ count decreased in the troughs, as did the *Enterobacteriaceae*.

The ammonia concentration measured at the beginning of fattening was between a minimum of 3.00 ppm at a nipple trough and a maximum of 14.00 ppm at a channel trough and 24 hour trough. These values increased noticeably towards the end of the fattening period. Ammonia values measured at the end of the fattening were minimum of 8.00 ppm at a nipple trough and a maximum of 32.00 ppm at a channel trough.

The average IgY contents in blood plasma measured at the start of fattening were at minimum 3.66 mg/ml at the nipple/channel combination in test III and at maximum 9.72 mg/ml at the nipple/2h round combination in test V. At the end of fattening the average IgY values found were at minimum 15.26 mg/ml at the nipple/nipple combination in test III and at maximum 26.05 mg/ml at the combination nipple/24h round in test IV.

At no time of the fattening period the IgY content did not correlate either with the number of *Enterobacteriaceae* nor with the total germ count of individual types of troughs.

A significant correlation was found between the IgY content and the ammonia values measured at the start of fattening. At the end of fattening these parameters did not correlate significantly with each other.

From hygienic point of view it can be said that there were no substantial differences between the individual open troughs in respect of total germ count or the number of *Enterobacteriaceae*. The values were all well above the guideline values of the drinking water ordinance. Nevertheless, the germ count measured does not appear to have any influence on the IgY content in ducks' plasma.

8 Literaturverzeichnis

Adrian U, Hilliger HG (1992).
Längerfristige Untersuchungen über die aerobe Bakterienflora im Tränkwasser eines Legehennenbatteriestalles mit Nippeltränken
Quantitative Befunde
Tierärztl Umschau 47:268-276

Al Homidan A, Robertson JF, Petchey AM (1998).
The effect of environmental factors on ammonia and dust production and broiler performance.
Brit Poultry Sci 39:9-10

Al Homidan A, Robertson JF, Petchey AM (2003).
Review of the effect of ammonia and dust concentrations on broiler performance.
World's Poultry Sci 59:340-349

Alpers K, Schnitzler J (2003).
Infektionen mit Salmonellen beim Menschen.
In: Hartung M (Hrsg.). Bericht über die epidemiologische Situation in Deutschland 2002 – Übersicht über die Meldungen der Bundesländer.
BfR-Heft 2003, 23-132. ISBN 3-931675

Anderson ES, Ward LR, De Saxe MJ and De Sa JHD (1977).
Bacteriophage-typing designations of Salmonella typhimurium.
J Hyg Camb 78:297-300

Berner H, Simlacher H (1977).
Der Einfluss einer Reinigung und Desinfektion von Beckentränken auf den Keimgehalt und Kolititer des Tränkewassers.
Berl Münch Tierärztl Wschr 90:42-44, 49-52

Bessei W, Reiter K (1998).
Tiergerechte Haltung von Mastenten.
DGS 18:46-48

Blaha T (1993).
Die Ausbreitungsdynamik von Salmonellen in Tierbeständen.
Dtsch Tierärztl Wschr 100:278-280

Böhm R (1986).
Bakterienbedingte Risiken beim Tränk- und Brauchwasser und Vorschläge für Standards.
Dtsch Tierärztl Wschr 93:289-291

Böhm R (2000).
Mikrobielle Kontaminanten in Trink- und Tränkwasser.
Dtsch Tierärztl Wschr 107:305-310

Bohner HJ (1977).
Biologische Halbwertszeit und Umsatz von IgG normaler und dysgammaglobulinämischer Haushühner.
Vet.-med. Diss., München

Brinkmann J, Rausch R, Lammers HJ (1990).
Leitfaden für die Flugentenmast.
DGS 14:395-399

Brooks PH, Carpenter JL (1990).
The water requirement of growing-finishing pigs – theoretical and practical considerations.
In: Haresign W, Cole DJA (Hrsg.). Recent Advances in Animal Nutrition
Verlag Butterworths London, Boston, Singapore, Sydney, Toronto, Wellington
ISBN 0-408-04150-1

Buchholz PS, Fairbrother A (1992).

Pathogenicity of Salmonella pullorum in nothern bobwhite quail and mallard ducks.

Avian Diseases 36:304-312

Bullis KL, Snoeyenbos GH, Van Roekel H (1950).

A keratokonjunktivitis in chickens.

Poultry Sci 29:386-389

Carlile FS (1984).

Ammonia in Poultry Houses: A Literature Review.

World's Poultry Sci Journal 40(2):99-113

Carr LE, Wheaton FW, Douglass LW (1990).

Empirical models to determine ammonia concentrations from broiler chicken litter.

Transactions of the American Society of Agricultural Engineers 31:260-265

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

Erhard MH, Von Quistorp I, Schranner I, Jüngling A, Kaspers B Schmidt P, Kühlmann R (1992).

Development of Specific Enzyme-Linked Immunosorbent Antibody Assay Systems for Detection of Chicken Immunoglobulins G, M and A using Monoclonal Antibodies.

Poultry Sci 71(2):302-310

Erhard MH, Schade R (2000).
Short introduction to Hen's Humoral Immune System.
In: Schade R, Behn I, Erhard M, Hlinak A, Staak C (Eds.). Chicken Egg Yolk Antibodies, Production and Application IgY-Technology.
Springer Verlag (Lab Manual), Berlin, Heidelberg, New York.
ISBN 3-540-66679-6

Grey HM (1967a).
Duck immunglobulins. I. Structural studies on a 5.7S and 7.8S Gamma-globulin.
J Immunol 98:811-819

Grey HM (1967b).
Duck immunglobulins. II. Biologic and immuno chemical studies.
J Immunol 98:820-826

Grimont PAD, Grimont F, Bouvet P (2000).
Taxonomy of the Genus Salmonella.
In: Wray C, Wray A (eds.). Salmonella in Domestic Animals.
CABI Publishing, Oxon, New York, 1-17.
ISBN 0-85199-261-7

Guse H (1971).
Untersuchungen über die Trinkwasserqualität in Geflügelbeständen mit verschiedenen Tränkesystemen.
Diss. Vet.-med. Justus-Liebig Universität Gießen

Hartung J, Kamphues J (2000).
Benötigen wir eine Tränkewasserverordnung? Empfehlungen zur Wasserversorgung von Nutz- und Liebhabertieren.
Dtsch Tierärztl Wschr 107:343-345

Hartung M (2003).
Mitteilungen der Länder über Salmonella-Nachweise in Deutschland 2002.
In: Hartung M (Hrsg.). Bericht über die epidemiologische Situation in Deutschland 2002 – Übersicht über die Meldungen der Bundesländer.
BfR-Heft 2003, 23-132. ISBN 3-931675

Henry RR (2000).
Salmonella infection in Ducks.
In: Wray C, Wray A (eds.). Salmonella in Domestic Animals.
CABI Publishing, Oxon, New York, 157-167
ISBN 0-85199-261-7

Higgins DA, Warr GW (1993).
Duck immunglobulins: structure, functions and molecular genetics.
Avian Pathology 22:211-236

Ivos J, Asaj A, Marjanovic LJ, Madzirov Z (1966).
A Contribution to the Hygiene of Deep Litter in Chicken House.
Poultry Sci 45:676-683

Jones YE, McLaren I, Wray C (2000).
Laboratory Aspects of Salmonella
In: Wray C, Wray A (eds.). Salmonella in Domestic Animals.
CABI Publishing, Oxon, New York, 157-167
ISBN 0-85199-261-7

Kamphues J (1994).
Die Wasserversorgung, Wissenswertes für die Praxis.
In: 2. Wochenseminar Großtiere, 9.-14. Mai 1994, Rotenburg/Fulda, Veterinärverlag, 105-107

Kaspers B (1989).
Untersuchungen zur Übertragung maternaler Immunglobuline und zur Ontogenese der Immunglobulinsynthese beim Haushuhn.
Diss.vet.med. München

Kayser FH (1997).
Allgemeine Bakteriologie.
In: Kayser FH, Bienz KA, Eckert J, Zinkernagel RM (Hrsg.).
Medizinische Mikrobiologie, 9. Auflage.
Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York, 138-220
ISBN 3-13-444809-2

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

Kolb E, Gürtler H (1967).
Ernährungsphysiologie der landwirtschaftlichen Nutztiere.
Fischer Verlag, Jena

Kooloos JGM, Zweers GA (1989).
Mechanics of drinking in the mallard.
J Morphol 199:327-347

Krämer J (1997).
Lebensmittelvergiftungen: Salmonella.
In: Krämer J (eds.). Lebensmittel-Mikrobiologie, 3. Auflage.
Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, 5-35.
ISBN 3-8252-1421-4

Leslie GA, Clem LW (1969).
Phylogeny of immunoglobulin structure and function. III. Immunglobulins 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

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

Mehlhorn G (1979).
Lehrbuch der Tierhygiene.
VEB Gustav Fischer, Jena

Müller J (1986).
Tränk- und Brauchwasser aus der öffentlichen Wasserversorgung – Situation, Standards, rechtliche Grundlagen, Probleme.
Dtsch Tierärztl Wschr 93:305-307

Nagel R (1974).
Untersuchungen über den Keimgehalt der Wasserversorgungsanlagen in Nutztierstallungen in Abhängigkeit von Tierart und Haltungsform.
Agrarwiss. Diss. Hohenheim

Ng PLK, Higgins DA (1986).
Bile immunoglobulin of the duck (Anas platyrhynchos). I. Preliminary characterization and ontogeny.
Immunology 58:323-237

Oyetunde OOF, Thomson RG, Carlson HC (1978).
Aerosol exposure of ammonia, dust and Escherichia coli in broiler chickens.
Canadian Veterinary Journal 19:187-193

Pingel H (2000).
Enten und Gänse.
Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
ISBN 3-8001-3156-0

Pingel H, Timmler R, Golze M (2001).
Entwicklung und Perspektiven der Wassergeflügelproduktion.
In: DGfZ-Schriftenreihe. Erzeugung und Vermarktung von Wassergeflügel
Internationale Tagung – 13./14. November 2001 in Wermsdorf.
Heft 22:9-21

Popoff MY, Bockemühl J, Brenner FW (1998).
Supplement 1997 (no. 41) to the Kauffmann-White scheme
Res Microbiol 149:601-604

Price JI, Dougherty E, Bruner DJW (1962).
Salmonella infections in white pekin ducks. A short summary of the year 1950-60.
Avian Diseases 6:145-147

Quartiere LF, Meyers P (1976).
Hypergammaglobulinemia in chickens congenittaly infected with an avian leucosis virus.
J Immunology 117:1127-1139

Reetz G (2002).
Pekingenten – Tiergerechte Haltung und Gesundheitsprophylaxe.
DGS INTERN-Spezial 34:18-19

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

Rudolph W (1978).
Die Hausenten. Ziemsen, Wittenberg.

Sander J (1993).
Pathogenese der Salmonella-Infektionen des Menschen.
Dtsch Tierärztl Wschr 100:283-285

Sassen J (1999).
Mikrobiologische Wasseruntersuchung: Aussagekraft alternativer, für den mobilen Einsatz geeigneter Untersuchungsmethoden im Vergleich zu den Methoden der Trinkwasserverordnung.
Diss.vet.med. Tierärztliche Hochschule Hannover

Sassen J (2000).
Durchführung der Trinkwasseruntersuchung in der Praxis.
Dtsch Tierärztl Wschr 107:320-328

Schmidt H (1996).
Handbuch Rasse- und Ziergeflügel. Band 1 – Groß- und Wassergeflügel. Puten, Perlhühner, Gänse, Enten. 2. Auflage
Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart
ISBN 3-8001-7315-8

Selbitz HJ (2002).
Bakterielle Krankheiten der Tiere
In: Mayr A (Hrsg.). Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre, Enke Verlag, Stuttgart, 417-588. ISBN 3-7773-1795-0

Simko S (1988).
Salmonellae in ducks and geese on farms with latent infections and in centres of salmonellosis.
Imunoprfylaxia 1-2:92-101

Stanley VG (1981).
The effect of stocking density on commercial broilers performance.
Poultry Sci 60:1737-1738

Starker H (1978).
Die Beeinflussung der Serumimmunglobulin Konzentration genuin dysgammaglobulinämischer Hühner durch Freundsches komplettes Adjuvans.
Diss.vet.med. München

Teubner C, Gräfin Schönfeldt S, Prof. Dr. Scholtyssek S (2004).
Das große Buch vom Geflügel.
Gräfe und Unzer Verlag.
ISBN 3-7742-6972-6

Theresa MM, Wathes CM (1989).
Air hygiene in broiler house: comparison of deep litter with raised netting floors.
Brit Poultry Sci 30:23-37

Thoby JM, Mr Gourmaud, Mr Bleher, Mr Aletru (1991).
Waterers and farming density effect duck performance.
Misset World Poultry 7:22-23

Toth TE, Norcross NL (1981a).
Humoral immune response of the duck to hepatits virus: virus-neutralizing vs. virus precipitating antibodies.
Avian Diseases 25:17-28

Toth TE, Norcross NL (1981b).
Precipitating and agglutinating activity in duck anti-soluble protein immune sera.
Avian Diseases 25:338-352

Toth TE, Norcross NL (1981c).
Immune response of the duck to particulate (red blood cell) antigens.
Avian Diseases 25: 353-365

Tüller R (1988).
Wasserversorgung und Tränketechnik beim Wassergeflügel.
DGS 37:1062-1064

Tüller R, Allmendinger A (1990).
Geflügelställe. Stallbau, Klima, Einrichtung.
Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.
ISBN 3-8001-4523-5

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

Van Cuyck JHM, Baeten P (1993).
Extra waterverstrekking aan lacterende zeugen (Extra water supply to lactating sows)
Proefverslag Varkensproefbedrijf Zuid- en Westnederland, Sterksel

Waltman 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

Ward LR, De Sa JDH and Rowe B (1987).
A phage-typing scheme for Salmonella enteritidis.
Epidemiology and Infection 99:291-294

Warr GW, Magor KE, Higgins DA (1995).
IgY: clues to the origins of modern antibodies.
Immunology Today 16(8):392-298

Weaver WD, Meijerhof R (1991).
The effect of different levels of relative humidity and air movement on litter conditions, ammonia levels, growth and carcass quality for broiler chickens.
Poultry Sci 70:746-755

Zimmermann B, Shalatin N, Grey HM (1971).
Structural studies on the duck 5.7S and 7.8S immunoglobulins.
Biochemistry 10:482-488

Zweers GA (1992).
Behavioural mechanism of avian drinking.
Neth J Zool 42:60-84

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, (BAnz Nr. 89a vom 11. Mai 2000).

Verordnung zur Novellierung der Trinkwasserverordnung vom 21. Mai 2001 (BGBl. I S. 959-980)

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

9 Tabellarischer Anhang

Tabelle 19: Mittlere Gesamtkeimzahl in KbE/ml der drei Versuchsdurchgänge III bis V, zu Mastbeginn, aufgeteilt nach einzelnen Tränkevarianten.

GKZ	**Mastbeginn**					
	Nippel	Rinne	Rund 24h	Rund 8h	Rund 4h	Rund 2h
AMW	1.624.300	83.075.000	74.000.000	44.500.000	41.250.000	49.000.000
SEM	592.291,68	62.925.000	11.277.000	2.500.000	19.695.000	5.000.000
Standard-Abweichung	2.714.200	88.989.000	22.550.000	3.535.500	39.390.000	7.071.100
Anzahl	21	2	4	2	4	2
GMW	Nicht kalkul.	54.239.000	71.373.000	44.430.000	28.000.000	48.744.000

Tabelle 20: Mittlere Gesamtkeimzahl in KbE/ml der drei Versuchsdurchgänge III bis V, zu Mastende, aufgeteilt nach einzelnen Tränkevarianten.

GKZ	**Mastende**					
	Nippel	Rinne	Rund 24h	Rund 8h	Rund 4h	Rund 2h
AMW	15.017.000	25.000.000	20.825.000	17.150.000	17.925.000	24.350.00
SEM	5.572.700	9.000.000	5.609.900	5.150.000	2.434.300	18.650.000
Standard-Abweichung	25.537.000	12.728.000	11.220.000	7.283.200	4.868.700	26.375.000
Anzahl	21	2	4	2	4	2
GMW	7.650.100	23.324.000	18.217.000	16.358.000	17.445.000	15.656.000

Tabelle 21: Mittlerer Gehalt an Enterobacteriaceae in KbE/ml der drei Versuchsdurchgänge III bis V, zu Mastbeginn, aufgeteilt nach einzelnen Tränkevarianten.

Entero-bacteriaceae	**Mastbeginn**					
	Nippel	Rinne	Rund 24h	Rund 8h	Rund 4h	Rund 2h
AMW	15.909,09	20.400.000	4.887.500	1.335.000	4.500.000	300.000
SEM	10.824,44	14.600.000	2.160.300	365.000	2.857.900	100.000
Standard-Abweichung	50.771,11	20.648.000	4.320.600	516.187,95	5.715.900	141.421,36
Anzahl	22	2	4	2	4	2
GMW	Nicht kalkul.	14.248.000	2.515.600	1.284.100	1.011.700	282.842,71

Tabelle 22: Mittlerer Gehalt an Enterobacteriaceae in KbE/ml der drei Versuchsdurchgänge III bis V, zu Mastende, aufgeteilt nach einzelnen Tränkevarianten.

Entero-bacteriaceae	**Mastende**					
	Nippel	Rinne	Rund 24h	Rund 8h	Rund 4h	Rund 2h
AMW	25.714,28	80.000	67.500	225.000	115.000	135.000
SEM	19.634,41	70.000	26.887,11	185.000	57.807,15	65.000
Standard-Abweichung	89.976,19	98.994,94	53.774,22	261.629,51	115.614,30	91.923,88
Anzahl	21	2	4	2	4	2
GMW	Nicht kalkul.	38.729,83	Nicht kalkul.	128.062,48	55.133,81	118.321,59

Tabelle 23: Mittlere Ammoniakkonzentration (NH_3) in ppm der drei Versuchsdurchgänge III bis V zu Mastbeginn, aufgeteilt nach Tränkekombinationen.

NH_3	**Mastbeginn**					
	Ni/Ni	Ni/Ri	Ni/Rd 24h	Ni/Rd 8h	Ni/Rd 4h	Ni/Rd 2h
AMW	5,96	9,37	8,41	6,69	5,56	4,44
SEM	0,41	0,72	0,39	0,19	0,19	0,20
Standard-Abweichung	2,29	2,87	2,21	0,79	1,11	0,81
Anzahl	32	16	32	16	32	16
GMW	5,59	8,96	8,10	6,64	5,46	4,36

Ni= Nippeltränke; Ri= Rinnentränke; Rd= Rundtränke

Tabelle 24: Mittlere Ammoniakkonzentration (NH_3) in ppm der drei Versuchsdurchgänge III bis V zu Mastende, aufgeteilt nach Tränkekombinationen.

NH_3	**Mastende**					
	Ni/Ni	Ni/Ri	Ni/Rd 24h	Ni/Rd 8h	Ni/Rd 4h	Ni/Rd 2h
AMW	22,65	22,25	17,5	20,5	22,66	25,31
SEM	0,69	1,32	0,86	1,08	1,12	0,34
Standard-Abweichung	3,92	5,29	4,88	4,34	6,33	1,35
Anzahl	32	16	32	16	32	16
GMW	22,29	21,66	16,78	20,03	21,61	25,28

Ni= Nippeltränke; Ri= Rinnentränke; Rd= Rundtränke

Tabelle 25: Mittlerer IgY-Gehalt in mg/ml der drei Versuchsdurchgänge III bis V zu Mastbeginn, aufgeteilt nach Tränkekombinationen.

IgY	**Mastbeginn**					
	Ni/Ni	Ni/Ri	Ni/Rd 24h	Ni/Rd 8h	Ni/Rd 4h	Ni/Rd 2h
AMW	6,82	3,73	5,41	6,07	7,41	8,63
SEM	0,34	0,20	0,38	0,39	0,44	0,49
Standard-Abweichung	3,07	1,27	3,36	2,42	3,95	3,12
Anzahl	80	40	80	38	80	40
GMW	6,13	3,54	4,76	5,56	6,67	8,13

Ni= Nippeltränke; Ri= Rinnentränke; Rd= Rundtränke

Tabelle 26: Mittlerer IgY-Gehalt in mg/ml der drei Versuchsdurchgänge III bis V zu Mastende, aufgeteilt nach Tränkekombinationen.

IgY	**Mastende**					
	Ni/Ni	Ni/Ri	Ni/Rd 24h	Ni/Rd 8h	Ni/Rd 4h	Ni/Rd 2h
AMW	18,98	19,95	21,74	22,04	19,74	19,26
SEM	1,36	2,08	1,65	1,71	1,19	1,12
Standard-Abweichung	8,58	9,32	9,93	7,47	7,51	4,87
Anzahl	40	20	36	19	40	19
GMW	17,14	18,03	19,42	21,01	18,72	18,67

Ni= Nippeltränke; Ri= Rinnentränke; Rd= Rundtränke

Tabelle 27: Zusammenfassende Darstellung der Schadgasmessung und der quantitativen Wasseruntersuchung Versuchsdurchgang III

Versuchsdurchgang III

Mastbeginn

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel	Nippel	Nippel	Rinne	Nippel	Rund	Nippel	Nippel	Nippel	Rinne	Nippel	Rund
Zugang	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h
Tränkungszeiten: Alle Tränken 24h zugänglich												

Schadgasmessung (NH_3) in ppm

Tränke	8	7	8	5	9	8	10	10	9	12	9	14
Rampe	5	6	7	6	10	8	9	10	11	12	10	12
Mitte	5	5	7	7	9	9	9	9	13	13	11	11
Futter	5	6	7	8	10	10	9	10	11	14	11	11
AMW	5,75	6,00	7,25	6,50	9,50	3,50	9,25	9,75	11	12,75	10,25	12,00

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	0	0	0	n.a.	n.v.	n.a.	0	0	0	n.a.	0	n.a.
V.R. $10^{(-4)}$	0	0	0	143	n.v.	327	0	0	0	587	0	548
V.R. $10^{(-5)}$	0	0	0	26	3	51	0	0	0	146	0	98
KbE/ml	0	0	0	201,5x 10^5	30x10^5	510x 10^5	0	0	0	1460x 10^5	0	980x 10^5

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf *Enterobacteriaceae* – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	0	0	0	n.a.	0	290	0	0	0	n.a.	0	n.v.
V.R. $10^{(-4)}$	0	0	0	58	0	47	0	0	0	194	0	n.v.
V.R. $10^{(-5)}$	0	0	0	1	0	4	0	0	0	35	0	4
KbE/ml	0	0	0	58x10^5	0	47x10^5	0	0	0	350x 10^5	0	40x10^5

n.a. = nicht auszählbar; n.v. = nicht vorhanden

Fortsetzung Tabelle 27: Versuchsdurchgang III Mastbeginn

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Tagesprofil 1/2h, 4h und 72h nach der Reinigung

Abteil		1		2		3		4		5		6	
Tränke		Nippel	Nippel	Nippel	Rinne	Nippel	Rund	Nippel	Nippel	Nippel	Rinne	Nippel	Rund
Zugang		24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h
VR $10^{(-3)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	101	n.v.	36	n.v.	n.v.	n.v.	66	n.v.	6
	4h	n.v.	51	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	28	n.v.	n.v.	361	n.v.	n.a.
	72h	0	0	0	n.a.	n.v.	n.a.	0	0	0	n.a.	0	n.a.
VR $10^{(-4)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	7	n.v.	5	n.v.	n.v.	n.v.	16	n.v.	3
	4h	n.v.	2	n.v.	44	n.v.	157	3	n.v.	n.v.	41	n.v.	421
	72h	0	0	0	143	n.v.	327	0	0	0	587	0	548
VR $10^{(-5)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	1	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	7	n.v.	15	n.v.	n.v.	n.v.	10	n.v.	59
	72h	0	0	0	26	3	51	0	0	0	146	0	98
KbE/ml	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	10,1x 10^5	n.v.	3,6x 10^5	n.v.	n.v.	n.v.	11,3x 10^5	n.v.	-------
	4h	n.v.	5,1x10^5	n.v.	44x10^5	n.v.	150x 10^5	2,8x 10^5	n.v.	n.v.	70,5x 10^5	n.v.	590x 10^5
	72h	0	0	0	201,5x 10^5	------	510x 10^5	0	0	0	1460x 10^5	0	980x 10^5

V.R.= Verdünnungsreihe

n.v.= nicht vorhanden

n.a.= nicht auszählbar

KbE/ml= Koloniebildende Einheiten

Fortsetzung Tabelle 27:

Versuchsdurchgang III

Mastende

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel	Nippel	Nippel	Rinne	Nippel	Rund	Nippel	Nippel	Nippel	Rinne	Nippel	Rund
Zugang	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h
Tränkungszeiten: Alle Tränken 24h zugänglich												

Schadgasmessung (NH_3) in ppm

Tränke	16	18	16	14	17	14	17	24	23	16	22	18
Rampe	18	18	18	18	19	16	16	25	20	23	20	19
Mitte	16	18	23	26	27	25	22	23	21	30	25	23
Futter	18	17	26	29	20	19	24	26	21	32	23	23
AMW	17,00	17,75	20,75	21,75	20,75	18,50	19,75	24,50	21,25	25,25	22,50	20,75

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	330	234	388	n.a.	226	n.a.	n.v.	256	265	n.a.	216	n.a.
V.R. $10^{(-4)}$	39	22	38	306	26	79	n.v.	31	30	214	10	148
V.R. $10^{(-5)}$	4	n.v.	6	34	5	2	n.v.	4	10	16	1	18
KbE/ml	$39x10^5$	$22x10^5$	$38x10^5$	$340x 10^5$	$26x10^5$	$79x10^5$	n.v.	$31x10^5$	$65x10^5$	$160x 10^5$	$10x10^5$	$164x 10^5$

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf *Enterobacteriaceae* – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	0	2	0	15	0	13	0	0	0	1	0	0
V.R. $10^{(-4)}$	0	n.v.	0	1	0		0	0	0	n.v.	0	0
V.R. $10^{(-5)}$	0	n.v.	0	n.v.	0	n.v.	0	0	0	n.v.	0	0
KbE/ml	0	20.000	0	150000	0	130000	0	0	0	10.000	0	0

n.a.= nicht auszählbar; n.v.= nicht vorhanden

Fortsetzung Tabelle 27: Versuchsdurchgang III Mastende

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Tagesprofil 1/2h, 4h und 72h nach der Reinigung

Abteil		1		2		3		4		5		6	
Tränke		Nippel	Nippel	Nippel	Rinne	Nippel	Rund	Nippel	Nippel	Nippel	Rinne	Nippel	Rund
Zugang		24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h	24h
VR $10^{(-3)}$	0,5h	n.v.	223	n.v.	n.a.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	57	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	137	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.
	72h	330	234	388	n.a.	226	n.a.	n.v.	256	265	n.a.	216	n.a.
VR $10^{(-4)}$	0,5h	n.v.	19	n.v.	192	n.v.	186	74	n.v.	n.v.	211	n.v.	220
	4h	n.v.	4	n.v.	298	n.v.	235	14	n.v.	n.v.	243	n.v.	189
	72h	39	22	38	306	26	79	n.v.	31	30.	214	10	148
VR $10^{(-5)}$	0,5h	n.v.	3	n.v.	14	n.v.	11	9	n.v.	n.v.	10	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	2	n.v.	66	n.v.	27	n.v.	n.v.	n.v.	27	n.v.	13
	72h	4	n.v.	6	34	5	2		4	10	16	1	18
KbE/ml	0,5h	n.v.	$19x10^5$	n.v.	$140x\ 10^5$	n.v.	$110x\ 10^5$	$74x10^5$	n.v.	n.v.	$100x\ 10^5$	n.v.	-------
	4h	n.v.	$5,7x10^5$	n.v.	$660x\ 10^5$	n.v.	$270x\ 10^5$	$14x10^5$	n.v.	n.v.	$270x\ 10^5$	n.v.	$130x\ 10^5$
	72h	$39x\ 10^5$	$22x\ 10^5$	$38x\ 10^5$	$340x\ 10^5$	$26x\ 10^5$	$79x\ 10^5$	n.v.	$31x\ 10^5$	$65x\ 10^5$	$160x\ 10^5$	$10x\ 10^5$	$164x\ 10^5$

V.R.= Verdünnungsreihe

n.v.= nicht vorhanden

n.a.= nicht auszählbar

KbE/ml= Koloniebildende Einheiten

Tabelle 28: Zusammenfassende Darstellung der ELISA-IgY-Messung in mg/ml des Plasmas in Versuchsdurchgang III zu Mastbeginn und Mastende:

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel/Nippel		Nippel/Rinne		Nippel/Rund		Nippel/Nippel		Nippel/Rinne		Nippel/Rund	
Tier	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende
1	11,30	17,91	4,22	42,09	5,10	23,27	9,22	n.b.	2,58	n.b.	3,65	n.b.
2	2,51	9,96	4,83	22,32	4,39	7,39	5,42	n.b.	3,73	n.b.	1,62	n.b.
3	4,92	11,26	2,86	25,99	4,69	14,57	5,05	n.b.	3,54	n.b.	3,67	n.b.
4	6,70	13,75	6,35	21,85	3,34	n.v.*	5,74	n.b.	4,43	n.b.	5,59	n.b.
5	3,46	21,31	4,23	12,00	2,60	22,98	5,75	n.b.	3,00	n.b.	3,66	n.b.
6	3,13	10,75	1,85	25,93	2,66	19,85	6,38	n.b.	2,71	n.b.	2,91	n.b.
7	7,05	7,76	3,37	19,33	2,91	15,41	2,98	n.b.	3,69	n.b.	3,32	n.b.
8	2,37	6,68	1,70	21,23	5,24	n.v.*	3,28	n.b.	3,70	n.b.	4,90	n.b.
9	4,09	24,68	8,34	18,03	2,19	n.v.*	7,18	n.b.	3,44	n.b.	1,69	n.b.
10	3,64	10,50	2,73	18,32	2,74	n.v.*	5,58	n.b.	6,08	n.b.	6,36	n.b.
11	4,54	11,45	2,13	9,49	4,15	11,37	2,79	n.b.	3,30	n.b.	2,70	n.b.
12	4,54	9,56	4,95	16,01	4,20	7,90	4,51	n.b.	2,97	n.b.	2,13	n.b.
13	3,08	6,98	5,19	18,28	2,48	46,42	7,07	n.b.	4,45	n.b.	5,24	n.b.
14	3,66	27,72	4,27	30,14	3,09	20,19	3,61	n.b.	3,86	n.b.	3,64	n.b.
15	3,78	20,85	4,16	16,97	6,23	6,02	7,20	n.b.	3,00	n.b.	2,35	n.b.
16	3,38	8,79	2,14	39,36	2,43	10,13	8,13	n.b.	4,47	n.b.	7,40	n.b.
17	1,25	25,60	2,67	14,00	3,19	14,11	3,04	n.b.	3,59	n.b.	4,91	n.b.
18	9,21	19,95	3,23	8,61	3,25	9,04	9,71	n.b.	3,08	n.b.	3,36	n.b.
19	5,46	20,93	2,66	7,36	4,54	18,63	4,69	n.b.	3,98	n.b.	7,10	n.b.
20	4,71	18,76	4,05	11,76	5,84	14,37	4,38	n.b.	3,61	n.b.	2,25	n.b.
AMW	4,64	15,26	3,80	19,95	3,76	16,35	5,59	n.a.	3,66	n.a.	3,92	n.a.

*) Diese Werte konnten nicht gemessen werden, da das Blut hämolytisch war

n.b. = nicht bestimmt, da hier keine Blutproben vorlagen

n.v. = nicht vorhanden

Tabelle 29: Zusammenfassende Darstellung der Schadgasmessung und der quantitativen Wasseruntersuchung Versuchsdurchgang IV

Versuchsdurchgang IV

Mastbeginn

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund
Zugang	24h	24h	24h	8h	24h	4h	24h	24h	24h	8h	24h	4h
Tränkungszeiten: 4h Tränke von 11.00 Uhr bis 15.00 Uhr, 8h Tränke von 7.30 Uhr bis 15.30 Uhr												

Schadgasmessung (NH_3) in ppm

Tränke	3	7	6	5	8	5	6	6	8	7	7	6
Rampe	6	8	8	6	7	5	7	7	7	7	7	6
Mitte	7	7	7	7	7	7	8	8	6	6	6	6
Futter	7	6	7	7	7	6	7	7	7	6	7	6
AMW	5,75	7,00	7,00	6,25	7,25	5,75	7,50	7,00	7,00	6,50	6,75	6,00

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	143	n.a.	32	n.a.	273	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	80	n.a.
V.R. $10^{(-4)}$	9	n.a.	4	n.a.	35	n.a.	65	n.a.	107	n.a.	9	n.a.
V.R. $10^{(-5)}$	2	88	4	47	5	98	2	59	9	42	1	32
KbE/ml	14,3x 10^5	880x 10^5	3,2x10^5	470x 10^5	35x10^5	980x 10^5	65x10^5	590x 10^5	107x 10^5	420x 10^5	8x10^5	320x 10^5

Quantitative Wasseruntersuchung auf *Enterobacteriaceae* – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	0	n.v.	0	97	1	n.a.	20	n.a.	0	186	0	n.a.
V.R. $10^{(-4)}$	0	2	0	5	0	123	4	113	0	17	0	56
V.R. $10^{(-5)}$	0	1	0	3	0	12	0	10	0	0	0	4
KbE/ml	0	2x10^5	0	9,7x10^5	10.000	121,5x 10^5	2x10^5	106,5x 10^5	0	17x10^5	0	56x10^5

n.a. = nicht auszählbar; n.v. = nicht vorhanden

Fortsetzung Tabelle 29: Versuchsdurchgang IV Mastbeginn

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Tagesprofil 1/2h, 4h und 72h nach der Reinigung

Abteil		1		2		3		4		5		6	
Tränke		Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund
Zugang		24h	24h	24h	8h	24h	4h	24h	24h	24h	8h	24h	4h
VR $10(^{-3})$	0,5h	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	72h	143	n.a.	32	n.a.	273	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	80	n.a.
VR $10(^{-4})$	0,5h	n.v.	207	n.v.	188	n.v.	53	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	175	n.v.	n.a.	n.v.	170	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	72h	9	n.a.	4	n.a.	35	n.a.	65	n.a.	107	n.a.	9	n.a.
VR $10(^{-5})$	0,5h	n.v.	15	n.v.	28	n.v.	4	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	29	n.v.	42	n.v.	21	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	72h	2	88	4	47	5	98	2	59	9	42	1	32
KbE/ml	0,5	n.v.	150x 10^5	n.v.	280x 10^5	n.v.	53x10^5	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	290x 10^5	n.v.	420x 10^5	n.v.	210x 10^5	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	72h	14,3x 10^5	880x 10^5	3,2x 10^5	470x 10^5	35x 10^5	980x 10^5	65x 10^5	590x 10^5	107x 10^5	420x 10^5	8x 10^5	320x 10^5

V.R.= Verdünnungsreihe

n.v.= nicht vorhanden

n.a.= nicht auszählbar

KbE/ml= Koloniebildende Einheiten

Fortsetzung Tabelle 29:

Versuchsdurchgang IV

Mastende

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund
Zugang	24h	24h	24h	8h	24h	4h	24h	24h	24h	8h	24h	4h
Tränkungszeiten: 4h Tränke von 11.00 Uhr bis 15.00 Uhr, 8h Tränke von 7.30 Uhr bis 15.30 Uhr												

Schadgasmessung (NH_3) in ppm

Tränke	8	22	14	23	10	24	14	15	15	27	14	28
Rampe	10	17	13	24	11	20	17	14	16	24	15	31
Mitte	10	10	23	23	13	13	14	14	21	21	28	28
Futter	11	17	22	19	14	16	21	16	17	26	15	24
AMW	9,75	16,50	18,00	22,25	12,00	18,25	16,50	14,75	17,25	24,50	18,00	27,75

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	n.v.	n.a.	n.a.	n.a.	128	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
V.R. $10^{(-4)}$	n.v.	235	85	185	33	114	Proteus	162	73	126	24	123
V.R. $10^{(-5)}$	29	34	6	12	n.v.	28	119	25	n.v.	32	1	15
KbE/ml	290x 10^5	340x 10^5	85x10^5	120x 10^5	330x 10^5	197x 10^5	1190x 10^5	250x 10^5	73x 10^5	223x 10^5	24x10^5	136,5x 10^5

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf *Enterobacteriaceae* – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	8	6	3	41	0	22	41	8	0	4	0	21
V.R. $10^{(-4)}$	1	1	1	3	0	4	2	3	0	2	0	5
V.R. $10^{(-5)}$	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	0	n.v.	n.v.	n.v.	0	n.v.	0	n.v.
KbE/ml	80.000	60.000	30.000	4,1x10^5	0	2,2x10^5	4,1x10^5	80.000	0	40.000	0	2,1x10^5

n.a. = nicht auszählbar; n.v. = nicht vorhanden

Fortsetzung Tabelle 29: Versuchsdurchgang IV Mastende

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Tagesprofil 1/2h, 4h und 72h nach der Reinigung

Abteil		1		2		3		4		5		6	
Tränke		Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Rund
Zugang		24h	24h	24h	8h	24h	4h	24h	24h	24h	8h	24h	4h
VR $10^{(-3)}$	0,5h	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	72h	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	128	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
VR $10^{(-4)}$	0,5h	n.v.	158	n.v.	85	n.v.	170	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	n.a.	n.v.	90	n.v.	141	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	72h	n.a.	235	85	185	33	114	n.a.	162	73	126	24	123
VR $10^{(-5)}$	0,5h	n.v.	6	n.v.	12	n.v.	15	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	24	n.v.	8	n.v.	8	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	72h	29	34	6	12	3	28	119	25	n.v.	32	1	15
KbE/ml	0,5h	n.v.	158x 10^5	n.v.	102,5x 10^5	n.v.	150x 10^5	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	4h	n.v.	240x 10^5	n.v.	90x 10^5	n.v.	141x 10^5	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.
	72h	290x 10^5	340x 10^5	85x 10^5	120x 10^5	330x 10^5	197x 10^5	1190x 10^5	250x 10^5	73x 10^5	223x 10^5	24x 10^5	136,5x 10^5

V.R.= Verdünnungsreihe

n.v.= nicht vorhanden

n.a.= nicht auszählbar

KbE/ml= Koloniebildende Einheiten

Tabelle 30: Zusammenfassende Darstellung der ELISA-IgY-Messung in mg/ml des Plasmas in Versuchsdurchgang IV zu Mastbeginn und Mastende:

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel/ Rund 24h		Nippel/ Rund 8h		Nippel/ Rund 4h		Nippel/ Rund 24h		Nippel/ Rund 8h		Nippel/ Rund 4h	
Tier	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende
1	4,36	n.b.	8,29	n.b.	6,88	n.b.	4,29	33,74	110,07*	19,32	8,15	16,87
2	18,73	n.b.	3,32	n.b.	14,64	n.b.	6,37	23,80	4,45	17,53	4,31	10,24
3	9,67	n.b.	10,17	n.b.	9,01	n.b.	6,83	18,99	4,30	24,22	11,33	16,22
4	6,19	n.b.	4,78	n.b.	4,16	n.b.	4,45	34,33	4,69	26,50	12,82	19,52
5	10,74	n.b.	6,74	n.b.	3,56	n.b.	6,40	21,78	8,00	15,74	5,35	19,58
6	4,04	n.b.	11,37	n.b.	7,29	n.b.	3,59	20,98	5,12	40,82	9,39	20,54
7	7,79	n.b.	7,08	n.b.	25,29	n.b.	5,80	28,89	5,65	17,29	3,18	20,22
8	8,26	n.b.	12,84	n.b.	3,73	n.b.	5,18	21,70	7,10	36,23	2,55	17,04
9	6,70	n.b.	8,99	n.b.	9,08	n.b.	4,71	30,55	7,01	12,40	7,13	20,10
10	6,67	n.b.	7,31	n.b.	5,36	n.b.	401	20,54	6,27	27,82	4,16	20,37
11	6,97	n.b.	8,35	n.b.	6,32	n.b.	4,81	27,22	5,97	31,03	23,04	12,30
12	5,12	n.b.	6,87	n.b.	4,34	n.b.	6,90	30,16	7,03	17,79	3,64	18,31
13	9,40	n.b.	7,16	n.b.	4,90	n.b.	3,96	10,45	2,93	17,27	5,78	14,89
14	6,47	n.b.	53,84*	n.b.	7,01	n.b.	5,62	30,54	3,25	23,07	6,83	16,54
15	8,60	n.b.	7,35	n.b.	6,76	n.b.	3,87	17,52	2,44	15,91	6,95	14,55
16	8,32	n.b.	4,32	n.b.	3,83	n.b.	7,22	26,83	1,49	21,77	4,83	16,89
17	6,91	n.b.	5,42	n.b.	8,85	n.b.	9,29	26,44	3,59	17,07	2,78	22,08
18	4,24	n.b.	5,62	n.b.	6,24	n.b.	5,27	41,62	2,42	71,34*	6,97	19,65
19	24,95	n.b.	6,04	n.b.	4,89	n.b.	6,01	39,57	4,81	18,82	4,74	13,85
20	4,78	n.b.	6,27	n.b.	4,40	n.b.	5,35	15,40	5,71	18,14	3,88	9,30
AMW	8,45	n.a.	7,17	n.a.	7,33	n.a.	5,41	26,05	4,85	22,04	6,90	16,95

*) Diese Werte konnten nicht gemessen werden, da das Blut hämolytisch war

n.b. = nicht bestimmt, da hier keine Blutproben vorlagen

n.v. = nicht vorhanden

Tabelle 31: Zusammenfassende Darstellung der Schadgasmessung und der quantitativen Wasseruntersuchung Versuchsdurchgang V

Versuchsdurchgang V

Mastbeginn

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel	Nippel	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Nippel	Nippel	Rund	Nippel	Rund
Zugang	24h	24h	24h	4h	24h	2h	24h	24h	24h	4h	24h	2h
Tränkungszeiten: 2h Tränke von 7.30 Uhr bis 9.30 Uhr, 8h Tränke von 7.30 Uhr bis 11.30 Uhr												

Schadgasmessung (NH_3) in ppm

Tränke	4	4	4	5	6	4	4	4	4	4	4	3
Rampe	4	4	5	5	5	5	4	5	5	5	4	3
Mitte	4	4	5	5	5	5	4	4	5	5	4	4
Futter	4	4	5	5	5	5	6	5	4	4	5	4
AMW	4,00	4,00	4,75	5,00	5,25	4,75	4,50	4,50	4,50	4,50	4,25	3,50

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	68	n.a.	34	n.a.	56	n.a.	91	135	129	n.a.	43	n.a.
V.R. $10^{(-4)}$	6	50	3	n.a.	10	n.a.	9	10	18	n.a.	n.v.	n.a.
V.R. $10^{(-5)}$	3	7	n.v.	28	n.v.	54	4	2	2	7	n.v.	44
KbE/ml	6,8x 10^5	50x10^5	3,4x 10^5	280x 10^5	7,8x 10^5	540x 10^5	9,1x 10^5	11,75x 105	15,45x 10^5	70x10^5	4,3x 10^5	440x 10^5

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf *Enterobacteriaceae* – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	0	14	0	11	0	20	1	0	1	14	0	n.a.
V.R. $10^{(-4)}$	0	1	0	1	0	6	n.v.	0	n.v.	n.v.	0	4
V.R. $10^{(-5)}$	0	1	0	n.v.	0	2	n.v.	0	n.v.	n.v.	0	1
KbE/ml	0	1,4x 10^5	0	1,1x10^5	0	2x10^5	10.000	0	n.v.	1,4x10^5	0	4x10^5

n.a. = nicht auszählbar; n.v. = nicht vorhanden

Fortsetzung Tabelle 31: Versuchsdurchgang V Mastbeginn

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Tagesprofil 1/2h, 4h und 72h nach der Reinigung

Abteil		1		2		3		4		5		6	
Tränke		Nippel	Nippel	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Nippel	Nippel	Rund	Nippel	Rund
Zugang		24h	24h	24h	4h	24h	2h	24h	24h	24h	4h	24h	2h
VR $10^{(-3)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	134	n.v.	n.a.	n.v.	n.v.	n.v.	124	n.v.	n.a.
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	n.a.
	72h	68	n.a.	43	n.a.	56	n.v.	91	135	129	n.a.	43	n.a.
VR $10^{(-4)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	17	n.v.	89	n.v.	n.v.	n.v.	7	n.v.	33
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	14	n.v.	124	n.v.	n.v.	n.v.	17	n.v.	44
	72h	6	50	3	n.a.	10	n.v.	9	10	18	n.a.	n.v.	n.a.
VR $10^{(-5)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	1	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	n.v.	1	n.v.	7
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	2	n.v.	18	n.v.	n.v.	n.v.	1	n.v.	15
	72h	3	7	n.v.	28	n.v.	54	4	2	2	7	n.v.	44
KbE/ml	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	14,2x 10^5	n.v.	89x 10^5	n.v.	n.v.	n.v.	12,4x 10^5	n.v.	33x 10^5
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	14x 10^5	n.v.	152x 10^5	n.v.	n.v.	n.v.	17x 10^5	n.v.	97x 10^5
	72h	6,8x 10^5	50x 10^5	3,4x 10^5	280x 10^5	7,8x 10^5	540x 10^5	9,1x 10^5	11,75x 10^5	15,45x 10^5	70x 10^5	4,3x 10^5	440x 10^5

V.R.= Verdünnungsreihe

n.v.= nicht vorhanden

n.a.= nicht auszählbar

KbE/ml= Koloniebildende Einheiten

Fortsetzung Tabelle 31:

Versuchsdurchgang V

Mastende

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel	Nippel	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Nippel	Nippel	Rund	Nippel	Rund
Zugang	24h	24h	24h	4h	24h	2h	24h	24h	24h	4h	24h	2h
Tränkungszeiten: 2h Tränke von 7.30 Uhr bis 9.30 Uhr, 8h Tränke von 7.30 Uhr bis 11.30 Uhr												

Schadgasmessung (NH_3) in ppm

Tränke	27	26	27	24	26	25	25	26	29	26	26	23
Rampe	26	26	27	23	26	26	25	27	28	28	26	24
Mitte	26	26	24	24	26	26	24	24	28	28	24	24
Futter	27	25	25	23	26	28	24	25	28	29	26	23
AMW	26,50	25,75	25,75	23,50	26,00	26,25	24,50	25,50	28,25	27,75	25,50	23,50

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
V.R. $10^{(-4)}$	76	n.a.	87	327	113	57	60	63	92	137	126	n.a.
V.R. $10^{(-5)}$	10	29	11	24	5	6	4	4	5	14	172	43
KbE/ml	88x 10^5	290x 10^5	98,5x 10^5	240x 10^5	113x 10^5	57x10^5	60x10^5	63x10^5	92x10^5	143,5x 10^5	126x 10^5	430 x10^5

Quantitative Untersuchung des 72h Tränkewassers auf *Enterobacteriaceae* – 24h bebrütet

V.R. $10^{(-3)}$	0	0	0	2	0	20	0	0	0	1	n.v.	7
V.R. $10^{(-4)}$	0	0	0	n.v.	0	3	0	0	0	n.v.	n.v.	n.v.
V.R. $10^{(-5)}$	0	0	0	n.v.	0	n.v.	0	0	0	n.v.	n.v.	n.v.
KbE/ml	0	0	0	20.000	0	2x10^5	0	0	0	10.000	n.v.	70.000

n.a. = nicht auszählbar; n.v. = nicht vorhanden

Fortsetzung Tabelle 31: Versuchsdurchgang V Mastende

Quantitative Untersuchung des Tränkewassers auf Gesamtkeimzahl (KbE/ml) im Tagesprofil 1/2h, 4h und 72h nach der Reinigung

Abteil		1		2		3		4		5		6	
Tränke		Nippel	Nippel	Nippel	Rund	Nippel	Rund	Nippel	Nippel	Nippel	Rund	Nippel	Rund
Zugang		24h	24h	24h	4h	24h	2h	24h	24h	24h	4h	24h	2h
VR $10^{(-3)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	5	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	19
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	3	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	24
	72h	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.	n.a.
VR $10^{(-4)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	183	n.v.	6	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	12
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	0	n.v.	n.v.	n.v.	n.a.	n.v.	2
	72h	76	n.a.	87	327	113	57	60	63	92	137	126	n.a.
VR $10^{(-5)}$	0,5h	n.v.	n.v.	n.v.	21	n.v.	0	n.v.	n.v.	n.v.	154	n.v.	2
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	22	n.v.	0	n.v.	n.v.	n.v.	115	n.v.	1
	72h	10	29	11	24	5	6	4	4	5	14	172	43
KbE/ml	0,5	n.v.	n.v.	n.v.	210x 10^5	n.v.	------	n.v.	n.v.	n.v.	1540x 10^5	n.v.	6,95x 10^5
	4h	n.v.	n.v.	n.v.	220x 10^5	n.v.	-------	n.v.	n.v.	n.v.	1500x 10^5	n.v.	2,4x 10^5
	72h	88x 10^5	290x 10^5	98,5 10^5	240x 10^5	113x 10^5	57x 10^5	60x 10^5	63x 10^5	92x 10^5	143,5x 10^5	126x 10^5	430x 10^5

V.R.= Verdünnungsreihe

n.v.= nicht vorhanden

n.a.= nicht auszählbar

KbE/ml= Koloniebildende Einheiten

Tabelle 32: Zusammenfassende Darstellung der ELISA-IgY-Messung in mg/ml des Plasmas in Versuchsdurchgang V zu Mastbeginn und Mastende:

Abteil	1		2		3		4		5		6	
Tränke	Nippel/Nippel		Nippel/ Rund 4h		Nippel/ Rund 2h		Nippel/Nippel		Nippel/ Rund 4h		Nippel/ Rund 2h	
Tier	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-Ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende	Mast-beginn	Mast-ende
1	5,68	n.b.	9,08/	n.b.	8,62	27,95	5,02	21,43	11,85	17,52	8,67	n.b.
2	11,22	n.b.	7,85	n.b.	4,86	10,35	8,10	13,88	4,38	41,20	11,62	n.b.
3	5,89	n.b.	9,29	n.b.	8,02	19,02	9,37	20,70	12,97	20,68	9,12	n.b.
4	6,40	n.b.	10,85	n.b.	9,76	26,55	9,96	13,32	6,31	21,72	6,72	n.b.
5	4,08	n.b.	5,51	n.b.	10,00	18,09	11,93	28,90	3,36	34,49	8,24	n.b.
6	9,26	n.b.	5,95	n.b.	6,85	21,57	11,96	11,09	5,06	17,20	9,78	n.b.
7	6,74	n.b.	6,46	n.b.	7,76	15,94	13,79	30,49	8,00	2749	11,70	n.b.
8	8,92	n.b.	5,82	n.b.	6,89	15,08	7,34	19,67	8,04	16,39	7,86	n.b.
9	5,24	n.b.	4,92	n.b.	16,20	27,02	13,09	28,04	8,62	14,76	8,92	n.b.
10	3,97	n.b.	19,07	n.b.	9,12	15,65	9,31	25,08	8,07	27,23	12,97	n.b.
11	9,24	n.b.	6,68	n.b.	4,03	14,71	15,52	25,06	8,42	17,01	4,06	n.b.
12	5,05	n.b.	10,09	n.b.	9,25	n.v.	8,94	27,78	8,52	19,99	18,77	n.b.
13	7,09	n.b.	9,34	n.b.	6,26	16,83	7,83	30,97	8,22	20,52	11,95	n.b.
14	5,62	n.b.	8,38	n.b.	6,78	23,33	7,70	26,23	8,11	19,20	12,64	n.b.
15	8,28	n.b.	7,26	n.b.	4,57	16,59	5,44	12,20	6,15	17,92	11,94	n.b.
16	10,89	n.b.	8,19	n.b.	6,42	20,35	6,85	47,92	12,,16	16,16	10,70	n.b.
17	14,64	n.b.	3,42	n.b.	6,04	24,78	9,96	21,96	7,91	14,28	7,26	n.b.
18	8,17	n.b.	6,46	n.b.	8,02	14,73	9,98	19,63	7,74	17,58	7,40	n.b.
19	9,79	n.b.	4,86	n.b.	6,52	16,70	9,59	16,19	4,44	19,44	6,66	n.b.
20	6,87	n.b.	4,24	n.b.	4,77	20,66	6,61	13,45	6,79	49,77	7,34	n.b.
AMW	7,70	n.a.	7,70	n.a.	7,54	19,26	9,41	22,70	7,76	22,53	9,72	n.a.

*) Diese Werte konnten nicht gemessen werden, da das Blut hämolytisch war

n.b. = nicht bestimmt, da hier keine Blutproben vorlagen

n.v. = nicht vorhanden

DANKSAGUNG

Mein ganz besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. M. Erhard für die Überlassung dieses interessanten Themas sowie für seine stets gewährte Unterstützung bei der Anfertigung dieser Arbeit.

Ein riesen Dankeschön geht an Frau Dr. Elke Heyn, die unendlich viel Geduld mit mir bewies und die immer ein offenes Ohr für meine Fragerei hatte. Sie hat mich spitzenmäßig betreut und dafür tausend Dank!!!

Ein dickes Dankeschön an Felix für eine tolle Zusammenarbeit, für viel Spaß in Kitzingen, für viel Lachen und einfach Danke dafür wenn ich morgens um fünf im Labor die Disse hinwerfen wollte und er mir immer wieder abgeraten hat um diese Uhrzeit Entscheidungen zu fällen – Danke!

Ich möchte allen Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern, des Institutes für Tierschutz, Verhaltenskunde und Tierhygiene der LMU München danken. Jedoch hat sich ein großes Dankeschön im Besonderen Chris Strobel verdient. Er hat mir unendlich viel im Labor geholfen und ich konnte ihn zur jeder Tages- und Nachtzeit anrufen, wenn es im Labor mal wieder brannte - Danke an meinen „Ehegatten“! Gell, Katrin!? Auch an Dich vielen Dank für das Einlernen im Labor und für die klasse Einführung in die Welt des Elisas!

Ein besonderer Dank geht nach Kitzingen zu Herrn Dr. Klaus Damme und zu Herrn Fritz Knäulein und an alle dortigen Mitarbeiter, für Ihre tolle Unterstützung und für einen super organisatorischen Ablauf der Versuchsdurchgänge.

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

Ebenfalls geht ein überdimensional großes Dankeschön an Gabor für seine Hilfe bei der statistischen Auswertung. An Evchen geht ein ganz lieber Dank für Ihre seelische und moralische Unterstützung in dieser Zeit, für Ihre Hilfe im Labor, für Ihr Korrekturlesen meiner Kastensätze und für das Ausleihen Ihres Laptops. Hab Dich lieb! In den Norden zu Tanja geht ein herzlicher Dank und eine dicke Umarmung für Ihre Hilfe und Ihre Unterstützung, vielen, vielen Dank für alles. Ebenfalls geht ein Dank an mein Seegerli, die mir wochenlang Ihren Laptop zur Verfügung stellte und

nun die Winzip Königin ist! Für meinen Bruder Tobi eine dicke Umarmung, er hat geniale Arbeit geleistet mit der Formatierung und mit kleinen Details meiner konfusen Arbeit, die Ihn eine ganze Nacht gekostet hat - bist mein Held!

Ein Dankeschön geht an alle meine Freundinnen und Freunde, die in dieser Zeit, mir immer wieder zugehört haben, die mich aufmunterten oder ablenkten und somit unendlich viel Geduld mit meiner schwäbischen „Goascha“ bewiesen haben.

Letztendlich geht mein herzlichster Dank an meine Eltern, die mir immer wieder Kraft und Mut gegeben haben und die mich finanziell unterstützt haben, sonst wäre diese Arbeit nie möglich gewesen. Danke an Euch, habe Euch sehr lieb!

C U R R I C U L U M V I T A E

PERSÖNLICHE DATEN

- **Name:** Manz
- **Vorname:** Martina
- **Geburtsdatum:** 8. Oktober 1977
- **Geburtsort:** Waiblingen
- **Familienstand:** ledig
- **Staatsangehörigkeit:** deutsch

SCHULBILDUNG

1984-1988	Grundschule, Schwaikheim
1988-1994	Albertville-Realschule, Winnenden
1994-1997	Wirtschaftsgymnasium der Kaufmännischen Schule, Backnang
Juni 1997	***Allgemeine Hochschulreife***

STUDIUM

1997-2003	Studium der Tiermedizin an der Ludwig-Maximilians-Universität, München
Februar 2003	***Erfolgreicher Abschluss des dritten Abschnitts der tierärztlichen Prüfung***
März 2003	***Approbation zur Tierärztin***
Seit April 2003	*Anfertigung der vorliegenden Dissertation am Institut für Tierschutz, Verhaltenskunde und Tierhygiene der LMU, München*