

Aus dem
Institut für Lebensmittelsicherheit und -hygiene,
Arbeitsgruppe Fleischhygiene
des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Einfluss eines Cleaning in Place im Geflügelfleischgewinnungsprozess

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

vorgelegt von
Annika Feiler
Tierärztin aus Gießen

Berlin 2017
Journal-Nr.: 3998

Aus dem
Institut für Lebensmittelsicherheit und –hygiene, Arbeitsgruppe Fleischhygiene
des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Einfluss eines Cleaning in Place im Geflügelfleischgewinnungsprozess

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

vorgelegt von
Annika Feiler
Tierärztin aus Gießen

Berlin 2017

Journal-Nr.: 3998

Gedruckt mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin
der Freien Universität Berlin

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Jürgen Zentek
Erster Gutachter: Prof. Dr. Reinhard Fries
Zweiter Gutachter: Prof. Dr. Sebastian Günther
Dritter Gutachter: Univ.-Prof. Dr. Thomas Alter

Deskriptoren (nach CAB-Thesaurus):

turkey meat; Enterobacteriaceae; Staphylococcus; Campylobacter;
aerobic plate count; disinfection; decontamination; slaughtering
equipment; carcasses; peracetic acid; meat production; abattoirs;
meat hygiene; surfaces; efficiency; food processing; risk
reduction; Veterinary Public Health; field study

Tag der Promotion: 13.12.2017

Bibliografische Information der *Deutschen Nationalbibliothek*

Die Deutsche Nationalbibliothek verzeichnet diese Publikation in der
Deutschen Nationalbibliografie; detaillierte bibliografische Daten sind im
Internet über <<http://dnb.ddb.de>> abrufbar.

ISBN: 978-3-86387-869-6

Zugl.: Berlin, Freie Univ., Diss., 2017

Dissertation, Freie Universität Berlin

D 188

Dieses Werk ist urheberrechtlich geschützt.

Alle Rechte, auch die der Übersetzung, des Nachdruckes und der Vervielfältigung des
Buches, oder Teilen daraus, vorbehalten. Kein Teil des Werkes darf ohne schriftliche
Genehmigung des Verlages in irgendeiner Form reproduziert oder unter Verwendung
elektronischer Systeme verarbeitet, vervielfältigt oder verbreitet werden.

Die Wiedergabe von Gebrauchsnamen, Warenbezeichnungen, usw. in diesem Werk
berechtigt auch ohne besondere Kennzeichnung nicht zu der Annahme, dass solche
Namen im Sinne der Warenzeichen- und Markenschutz-Gesetzgebung als frei zu
betrachten wären und daher von jedermann benutzt werden dürfen.

This document is protected by copyright law.

No part of this document may be reproduced in any form by any means without prior
written authorization of the publisher.

Alle Rechte vorbehalten | all rights reserved

© Mensch und Buch Verlag 2017

Choriner Str. 85 - 10119 Berlin

verlag@menschundbuch.de – www.menschundbuch.de

Meinen Eltern und Tony

Inhalt

Inhalt	I
Abbildungsverzeichnis	V
Tabellenverzeichnis	VI
Abkürzungsverzeichnis	IX
1. Einleitung	1
2. Literatur	2
2.1 Das Truthuhn (Pute)	2
2.2 Die Putenhaltung	3
2.2.1 Haltung der Zuchttiere	3
2.2.2 Haltung der Masttiere	3
2.3 Geflügel in Zahlen in Deutschland	4
2.4 Das Fangen	4
2.5 Der Transport	5
2.6 Der Schlacht-und Fleischgewinnungsablauf beim Geflügel	5
2.6.1 Schlachtgeflügeluntersuchung	5
2.6.2 Entladen	5
2.6.3 Betäuben	6
2.6.4 Das Entbluten	8
2.6.5 Das Brühen	8
2.6.6 Das Rupfen	9
2.6.7 Die Eviszeration	9
2.6.8 Weitere Bearbeitung der Tierkörper in dem betreffenden Putenschlachtbetrieb	11
2.6.9 Geflügelfleischuntersuchung	11
2.6.10 Kühlen	12
2.7 Reinigung und Desinfektion von Geräten	13
2.8 Desinfektion	13
2.9 „Cleaning in Place“ (CIP)	15
2.10 Die mikrobiologischen Daten beim Geflügel	17
2.10.1 Aerobe Keimzahl	17
2.10.2 Enterobacteriaceae	18
2.10.3 Staphylokokken	20
2.10.4 <i>Campylobacter</i>	21
2.11 Wege der Dekontamination von Geflügelschlachttierkörpern	23

3. Material und Methoden	24
3.1 Der Betrieb, die beprobten Herden und Reinigungsmaßnahmen an den Anlagen.....	24
3.2 Die überprüften Techniken	25
3.3 Versuchsdesign	25
3.4 Vorliegendes Probenmaterial	29
3.5 Probenaufarbeitung.....	30
3.5.1 Quantitative Verfahren und Grundlagen	30
3.5.2 Rückrechnung	31
3.5.2.1 Perikloakale Haut.....	32
3.5.2.2 Geräte	32
3.5.3 Identifizierungsverfahren	33
3.5.3.1 Enterobacteriaceae	33
3.5.3.2 Staphylokokken (<i>Staphylococcus spp.</i>).....	33
3.5.3.3 Subkultivierung und Stammsammlung	34
3.6 Die <i>Campylobacter</i> -Identifizierung	34
3.6.1 Die Aufbereitung der DNA	35
3.6.2 Die durchgeführte PCR.....	36
3.6.2.1 Identifizierung des Genus <i>Campylobacter</i>	36
3.6.2.2 Differenzierung zwischen <i>Campylobacter jejuni</i> und <i>Campylobacter coli</i>	37
3.7 Statistische Auswertung.....	37
4. Ergebnisse	39
4.1 Die Tage.....	39
4.2 Gesamtkeimzahl	40
4.2.1 Geräte	40
4.2.1.1 Kloakenbohrer	40
4.2.1.2 Bauchschneider.....	42
4.2.1.3 Ausnehmer	44
4.2.1.4 Lungensauger	47
4.2.2 Perikloakale Haut	49
4.2.2.1 Haut nach Behandlung mittels Kloakenbohrer	49
4.2.2.2 Haut nach Behandlung mittels Bauchschneider	51
4.2.2.3 Haut nach Behandlung mittels Ausnehmer	53
4.3 Enterobacteriaceae.....	57
4.3.1 Geräte	60
4.3.1.1 Kloakenbohrer	60
4.3.1.2 Bauchschneider.....	62

4.3.1.3 Ausnehmer	63
4.3.1.4 Lungensauger	65
4.3.2 Perikloakale Haut	67
4.3.2.1 Haut nach Behandlung mittels Kloakenbohrer	67
4.3.2.2 Haut nach Behandlung mittels Bauchsneider	68
4.3.3.3 Haut nach Behandlung mittels Ausnehmer	69
4.4 Staphylokokken	75
4.4.1 Geräte	76
4.4.1.1 Kloakenbohrer	76
4.4.1.2 Bauchsneider	78
4.4.1.3 Ausnehmer	79
4.4.1.4 Lungensauger	81
4.4.2 Perikloakale Haut	83
4.4.2.1 Haut nach Behandlung mittels Kloakenbohrer	84
4.4.2.2 Haut nach Behandlung mittels Bauchsneider	85
4.4.2.3 Haut nach Behandlung mittels Ausnehmer	86
4.4.3 Koagulase-Verhalten der Isolate	87
4.5 <i>Campylobacter</i>	92
4.5.1 Nach dem Kloakenbohrer	92
4.5.2 Nach dem Ausnehmer	92
5. Diskussion	93
5.1 Ziele der Arbeit	93
5.2 Methodik	93
5.2.1 Hintergrund für die Beprobungsbedingungen und -umstände	93
5.2.2 Das Desinfektionsmittel	94
5.2.3 Beprobung	95
5.2.4 Aufarbeitung	96
5.2.5 Labortechnik	96
5.2.5.1 Gesamtkeimzahl	96
5.2.5.2 Enterobacteriaceae	96
5.2.5.3 Staphylokokken	96
5.2.5.4 <i>Campylobacter</i>	96
5.3 Die Ergebnisse	97
5.3.1 Gesamtkeimzahl	97
5.3.1.1 Die Geräte	97
5.3.1.1.1 Tage	97
5.3.1.1.2 Tageszeit	98

5.3.1.1.3 Hygiene	99
5.3.1.2 Perikloakale Haut	99
5.3.1.2.1 Tage	100
5.3.1.2.2 Tageszeit	100
5.3.2 Enterobacteriaceae	101
5.3.2.1 Die Geräte	102
5.3.2.1.1 Tage	102
5.3.2.1.2 Tageszeit	102
5.4.2.2 Perikloakale Haut	103
5.4.2.2.1 Tage	103
5.4.2.2.2 Tageszeit	103
5.3.3 Staphylokokken	104
5.3.3.1 Die Geräte	104
5.3.3.1.1 Tage	104
5.3.3.1.2 Tageszeit	105
5.3.3.2 Perikloakale Haut	105
5.3.3.2.1 Tage	105
5.3.3.2.2 Tageszeit	106
5.3.3.3 Koagulaseverhalten	106
5.3.4 <i>Campylobacter</i>	106
5.4 Praktische Folgerungen	108
5.4.1 Tagesvergleich	108
5.4.2 Tagesvergleich (mit Wasser/ mit D-Mittel)	109
5.4.3 Tageszeiten an den einzelnen Tagen	110
5.4.4 Tageszeiten (mit Wasser/ mit D-Mittel)	111
6. Zusammenfassung	113
7. Summary	115
8. Literaturverzeichnis	117
Anhang	XIII
Vorabveröffentlichungen von Teilen der Dissertation	XX
Danksagungen	XXI
Selbständigkeitserklärung	XXII

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 2.1: Produktionsabläufe in einem Geflügelfleischbetrieb (FRIES 2001)	6
Abbildung 3.1: Übersicht der Geräte, Düsen und Probennahmepositionen.....	29
Abbildung 4.1: Kloakenbohrer: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen	42
Abbildung 4.2: Bauchschneider: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen	44
Abbildung 4.3: Ausnehmer: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen	46
Abbildung 4.4: Lungensauger: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen	49
Abbildung 4.5: Haut nach Kloakenbohrer: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen	51
Abbildung 4.6: Haut nach Bauchschneider: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen	53
Abbildung 4.7: Haut nach Ausnehmer: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen	55

Tabellenverzeichnis

Tabelle 2.1: chemische Desinfektionsmittel (MÜLLER et al. 2011)	14
Tabelle 3.1: Positionen der Beprobung und jeweilige Probenqualität	27
Tabelle 3.2: Probennahmetage und Herdengröße	27
Tabelle 3.3: Zeitschema der Beprobung pro Tag und Probenzahl.....	28
Tabelle 3.4: Probennahmezeiten für die PCR.....	34
Tabelle 3.5: Primersequenzen für die Multiplex-PCR und die erwarteten Größen ihrer Produkte (nach WANG et al. 2002).....	36
Tabelle 4.1: untersuchte Probenqualitäten.....	39
Tabelle 4.2: Kloakenbohrer: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) der GKZ nach Tagen und Probenzeitpunkten.....	41
Tabelle 4.3: Bauchschneider: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) der GKZ nach Tagen und Probenzeitpunkten.....	43
Tabelle 4.4: Ausnehmer: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Tagen und Probenzeitpunkten	45
Tabelle 4.5: Lungensauger: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Tagen und Probenzeitpunkten	48
Tabelle 4.6: nach dem Kloakenbohrer: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Probennahmetagen und Probenzeitpunkten Haut.....	50
Tabelle 4.7: Haut nach dem Bauchschneider: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Probennahmetagen und Probenzeitpunkten	52
Tabelle 4.8: Haut nach dem Ausnehmer: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Probennahmetagen und Probenzeitpunkten	54
Tabelle 4.9: Medianwerte der Gesamtkeimzahl, aufgeteilt nach Probenposition und -zeitpunkt, fettgedruckt : der höchste Median zu diesem Zeitpunkt an dieser Probenposition, k.B.*= keine Beprobung	56
Tabelle 4.10: Enterobacteriaceae-Positive (n= 426) aus 1019 Proben, p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	58
Tabelle 4.11: Verteilung der Enterobacteriaceae-positive Proben, getrennt nach Probentagen, n=426.....	59

Tabelle 4.12: Kloakenbohrer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	61
Tabelle 4.13: Bauchschneider: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	62
Tabelle 4.14: Ausnehmer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	64
Tabelle 4.15: Lungensauger: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	66
Tabelle 4.16: Haut nach Kloakenbohrer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	68
Tabelle 4.17: Haut nach Bauchschneider: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	69
Tabelle 4.18: Haut nach Ausnehmer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	70
Tabelle 4.19: Zahl der Enterobacteriaceae-positiven Proben, nach Position und Zeitpunkt, Tag 1 n=128, Tag 2 n=64, Tag 3 n=120, Tag 4 n= 114, k.B. *= keine Beprobung, - = kein Nachweis.....	72
Tabelle 4.20: Medianwerte der Enterobacteriaceae, aufgeteilt nach Probenposition und -zeitpunkt, fettgedruckt : der höchste Median zu diesem Zeitpunkt an dieser Probenposition, k.B.*= keine Beprobung, - = kein Nachweis	74
Tabelle 4.21: Staphylokokken nach Tagen mit Wasser und mit D-Mittel, alle Probenorte zusammengefasst, N= 1019, p-Werte, Odds Ratio (CI=95%-Konfidenzintervall)	75
Tabelle 4.22: Staphylokokken-Verteilung an den Geräten, n= 80.....	76
Tabelle 4.23: Kloakenbohrer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	77
Tabelle 4.24: Bauchschneider: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	78
Tabelle 4.25: Ausnehmer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	80
Tabelle 4.26: Lungensauger: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	82
Tabelle 4.27: Staphylokokken-Verteilung an der periklaokalen Haut.....	83
Tabelle 4.28: Haut nach Kloakenbohrer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	84

Tabelle 4.29: Haut nach Bauchschneider: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	85
Tabelle 4.30: Haut nach Ausnehmer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall).....	86
Tabelle 4.31: Staphylokokken-Verteilung auf die vier Probenstage, unterteilt nach Koagulase- positiven und –negativen Isolaten.....	87
Tabelle 4.32: Anzahl der Staphylokokken-Positiven, getrennt nach Probenposition und -zeitpunkt, k.B*= keine Beprobung, - = kein Nachweis	89
Tabelle 4.33: Medianwerte der Staphylokokken, aufgeteilt nach Probenposition und -zeitpunkt, fettgedruckt : der höchste Median zu diesem Zeitpunkt an dieser Probenposition, k.B *= keine Beprobung, - = kein Nachweis ...	91
Tabelle 4.34: <i>Campylobacter</i> in perikloakaler Haut, n= 80.....	92

Abkürzungsverzeichnis

<	kleiner als
%	Prozent
\tilde{x}	Median
§	Paragraph
°C	Grad Celsius
µL	Mikroliter
µM	Mikromolar
µm	Mikrometer
A	Adenin
Abb.	Abbildung
APC	Aerobic plate count
Aqua dest.	Aqua destillata (destilliertes Wasser)
AVVImH	Allgemeine Verwaltungsvorschrift für Lebensmittelhygiene
BHI	Brain-Heart-Bouillon (Hirn-Herz-Bouillon)
bp	Basenpaare
BPW	Buffered Peptone Water (gepuffertes Peptonwasser)
BUT	British United Turkey
bzw.	beziehungsweise
C	Cytosin
\bar{c}	gewichteter Mittelwert der Kolonien
C.	<i>Campylobacter</i>
ca.	circa
CAS	controlled atmosphere stunning
CI	95%- Konfidenzintervall
CIP	Cleaning in Place
cm	Zentimeter
cm ²	Quadratcentimeter
CO ₂	Kohlendioxid
D-Mittel	Peroxyessigsäuregemisch
DNA	Desoxyribonucleic acid (Desoxyribonukleinsäure)

DOA	Dead-On-Arrival
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
EB	Enterobacteriaceae
EFSA	European Food and Safety Authority
EPEC	enteropathogene <i>E. coli</i>
et al.	et alii (und andere)
EU	Europäische Union
g	Gramm
G	Guanin
GKZ	Gesamtkeimzahl
h	hour (Stunde)
Hrsg.	Herausgeber
Hz	Hertz
KbE	Kolonie bildende Einheit(en)
kg	Kilogramm
l	Liter
log	Logarithmus zur Basis 10 (\log_{10})
ml	Milliliter
mm	Millimeter
n	Anzahl/Stichprobenumfang
NaCl	Natriumchlorid
Nr.	Nummer
O ₂	Sauerstoff
PBS	Phosphate Buffered Saline (Phosphatgepufferte Salzsäure)
PCR	Polymerase-Chain-Reaction (Polymerase-Kettenreaktion)
pH	potentia Hydrogenii
R & D	Reinigung und Desinfektion
rpm	rounds per minute
s	Standardabweichung
spp.	Spezies
<i>Staph.</i>	<i>Staphylococcus</i>
T	Thymin

Tab.	Tabelle
Tris-HCL	Tris-Hydrochlorid (Tris-Salzsäure)
UK	United Kingdom
USA	United States of America
VO (EG)	EG-Verordnung
VRBD	Violet Red Bile Dextrose Agar (Kristallviolett-Neutralrot-Galle-Glucose-Agar)
\bar{x}	Mittelwert
Xmax	Maximum
Xmin	Minimum

1. Einleitung

Eine Kontamination von Geflügelfleisch mit Mikroorganismen führt zu einer Verminderung der Fleischqualität und ist eine große Herausforderung für die Geflügelindustrie, sodass der Hygiene des Schlachtprozesses besondere Aufmerksamkeit gilt (SVOBODOVA et al. 2012). Durch den zunehmenden Verzehr von Geflügelfleisch wächst die Notwendigkeit einer guten Fleischgewinnungshygiene, auch bei steigenden Schlachtzahlen. Im Schlachthof kommen Tiere von verschiedenen Betrieben zusammen und sind mit einem unterschiedlichen Keimpektrum kontaminiert (KASKOVA et al. 2007). Kreuzkontaminationen durch Kontaktflächen und die Geräte des Schlacht- und Bearbeitungsprozesses sind häufig (VELUZ et al. 2012). Folglich sind eine optimale Hygiene während des Schlachtprozesses und geeignete Reinigungs- und Desinfektionsmittel wichtig, ebenso wie gut zu reinigende Oberflächen (KASKOVA et al. 2007).

Das Ziel dieser Arbeit war die Beantwortung der Frage, ob durch ein „Cleaning in Place“ (CIP) im laufenden Betrieb eine Keimreduktion an den Geräten und Karkassen in der Fleischgewinnungslinie eines Putenschlachtbetriebes erreicht werden kann. Hierfür wurde ein auf Peroxyessigsäure basierendes Oberflächendesinfektionsmittel eingesetzt. Dieses Desinfektionsmittelgemisch wurde auf die Oberflächen der Geräte der Eviszeration mittels feststehender Düsen im laufenden Prozess aufgesprüht, um eine Keimreduktion herbeizuführen, ohne dass ein Abspülen erfolgte.

Zur Untersuchung der Effektivität dieses Systems wurden an sieben Lokalisationen Proben von den Geräteoberflächen und perikloakaler Haut (der Tierkörper) genommen, an zwei Tagen unter der herkömmlichen Reinigungsmethode (Wasser) und an zwei Tagen unter dem Einsatz des D-Mittels. Mikrobiologisch wurden die Gesamtkeimzahl, Enterobacteriaceae und *Staphylococcus aureus* untersucht. Die Untersuchung auf *Campylobacter* erfolgte molekularbiologisch.

2. Literatur

2.1 Das Truthuhn (Pute)

Taxonomisch gehört die Pute zur Ordnung der Hühnervögel (*Galliformes*) und zur Familie der Truthühner (*Meleagrididae*). Diese unterteilt sich als Unterfamilie *Meliagridinae* in die Gattungen *Agriocharis* und *Meleagris*. *Agriocharis* ist nur durch das Pfauentruthuhn vertreten, das auf der Halbinsel Yukatan in Mexiko lebt, zur Gattung *Meleagris* gehört das Truthuhn *Meleagris gallapavo* (WEGNER 1987).

Das aus Nordamerika stammende Truthuhn ist der größte und schwerste der Hühnervögel beim Hausgeflügel. Bereits die Indianer zähmten Puten und hielten sie als Haustiere, zum einen wegen des Fleisches, zum anderen, um die starken Knochen als Werkzeuge zu nutzen und um die Federn als Schmuck oder Kleidung zu tragen (WEGNER 1987). 1511 wurde die Pute auf Wunsch des spanischen Königs in Europa eingeführt (HAFEZ 1997b). Das zarte und wohlschmeckende Fleisch führte zu einer raschen Verbreitung der Pute (WEGNER 1987). Die domestizierten Tiere wurden anschließend durch die europäischen Kolonialisten wieder in den Osten der USA eingeführt und waren ab 1607 in Virginia präsent (APPLEBY et al. 2004). Die Rasse Broad-Breasted-Bronze wurde 1938 standardisiert und ist der Vorfahr der modernen und wirtschaftlich genutzten Putenlinien. Durch weitere Kreuzungen entstanden die weißen Linien, die sich heute durchgesetzt haben (HAFEZ 1997b).

Nach HAFEZ (1997b) ist der genetische Pool der Puten in den Händen der Unternehmen Nicholas, BUT (British United Turkey), Hybrid und Betina. In Deutschland wird der Markt von schweren Puten dominiert (DEUTSCHER BUNDESTAG 2015). Die Aviagen Gruppe mit Sitz in UK und USA und die Firma Hybrid (Sitz in Kanada) sind global marktführend (DEUTSCHER BUNDESTAG 2015). Da in Deutschland nur Teilstücke vermarktet werden, werden hier fast ausschließlich Tiere der Linie Big 6, also schwere, breitbrüstige Puten gemästet (PETERMANN 2006).

Puten zeigen eine Reihe von charakteristischen Merkmalen. So ist ihr Rumpf langgestreckt und kräftig, mit einer sehr breiten vollen Brust und langen, hoch und gut anliegend getragenen Flügeln. Der Kopf ist nackt und bläulich gefärbt mit Fleischzapfen über dem Schnabel, die besonders beim Puter (männlich) stark ausgeprägt sind. Am Hals ist unterhalb des Schnabels kehlwammenartig herabhängende Haut, die Läufe sind ohne Befiederung und von roter bis violetter Farbe (WEGNER 1987).

2.2 Die Putenhaltung

2.2.1 Haltung der Zuchttiere

Die Putenproduktion besteht in Deutschland aus einem Viersäulenprinzip: den Elterntieren mit angeschlossener Brüterei, Mästern, Futterherstellern und Schlachtbetrieben (HAFEZ 1996). Die Putenzucht findet fast ausschließlich im Ausland statt (KRAUTWALD-JUNGHANNS 2003). In England, den USA, Israel und Kanada befinden sich die Basiszucht- und Elterntierbetriebe. Von hier werden weltweit Eintagsküken und Bruteier exportiert (HAFEZ 1997b). Üblich ist die Haltung in intensiver Bodenhaltung auf Tiefstreu, hierbei leben die Tiere in Offenställen mit Folienjalousien (WEGNER 1987).

Die Besamung der Muttertiere wird künstlich durchgeführt, da die schweren und breitbrüstigen Tiere kaum in der Lage sind, sich natürlich fortzupflanzen (PETERMANN 2006). Stündlich werden die Eier eingesammelt, um das Brüten zu verhindern (WEGNER 1987). Die Vorbrut dauert in der Regel 24 Tage, die Schlupfbrut erfolgt von Tag 25 bis Tag 28 (WEGNER 1987).

Anfangs werden die Tiere gemischtgeschlechtlich eingestallt, mit der 18. bis 20. Lebenswoche findet die Trennung zwischen Hennen und Hähnen statt (HAFEZ 1997b). Die Haltung der Zuchthähne erfolgt jetzt in Gruppen von 15-20 Tieren (WEGNER 1987).

Mit 31 bis 32 Wochen werden männliche Puten geschlechtsreif, weibliche Tiere mit 30 bis 32 Wochen. Die erste Legeperiode dauert ca. 20 Wochen. Anschließend erfolgte eine künstliche Legepause von ca. 12 Wochen, an die sich eine zweite Legeperiode anschließt (18 Wochen) (WEGNER 1987).

2.2.2 Haltung der Masttiere

In Deutschland werden Puten kommerziell in Offenställen mit natürlicher Windkraftlüftung bzw. in geschlossenen Ställen mit Zwangslüftung aufgezogen und gemästet (KRAUTWALD-JUNGHANNS 2003). Bei dem Rein-Raus-Verfahren werden die Eintagsküken gemischtgeschlechtlich eingestallt, die Hennen werden mit ca. 16 Wochen herausgefangen und geschlachtet, sodass den Hähnen bis zur Schlachtung mit ca. 19-21 Wochen der gesamte Stall zur Verfügung steht (MOORGUT KARTZFEHN 2012). Des Weiteren besteht die Möglichkeit, die Putenküken zunächst gemeinsam aufzuziehen, die Hähne dann umzustallen, während die Hennen im Aufzuchtstall verbleiben (MOORGUT KARTZFEHN 2012). Als Einstreu dienen meistens Weichholzhobespäne, diese werden 5-10 cm hoch aufgeschüttet und sollte durch Nachstreuen immer trocken gehalten werden (WEGNER 1987). Durch gute und trockene Einstreu wird der Bildung der Bursitis sternalis und der Pododermatitis vorgebeugt (WEGNER 1987).

In der Endphase der Mastperiode dürfen 45 kg Lebendgewicht pro m² nutzbarer Stallgrundfläche bei Putenhennen und 50 kg Lebendgewicht pro m² bei Putenhähnen nicht überschritten werden (VERBAND DEUTSCHER PUTENERZEUGER 2013).

Das Schlachtgewicht erreichen die Hennen mit ca. 16 Wochen und die Hähne mit ca. 22 Wochen (HAFEZ 1997b). Die Hennen wiegen jetzt 9-10 kg (PETERMANN 2006) und die Hähne ca. 16 kg (MEAD et al. 1993).

2.3 Geflügel in Zahlen in Deutschland

Seit 2000 hat sich die Schlachtmenge beim Geflügelfleisch von rund 763.000 Tonnen auf 1,55 Millionen Tonnen in 2014 mehr als verdoppelt. Der pro Kopf-Verbrauch von Geflügelfleisch lag in Deutschland im Jahr 2014 bei 11,5 kg (BLE 2015). Im März 2013 waren laut Statistischem Bundesamt 1900 Betriebe mit Truthuhnhaltung registriert, in denen 13 255 700 Tiere gehalten wurden. Im Jahr 2015 wurden in Deutschland 36 516 813 Puten geschlachtet, was 461 031 004 kg entspricht (DESTATIS (2016)).

2.4 Das Fangen

Durch Futterentzug vor dem Fangen sind Kropf und Darm weniger gefüllt und Kontaminationen am Tierkörper durch Kropf- und Darminhalt werden reduziert (COLLINS und HUEY 2015).

Puten werden meist per Hand in der Nacht gefangen (BREMNER und JOHNSON 1996). Das Fangen der Tiere muss sorgfältig erfolgen, damit Verletzungen und unnötiges Leiden der Puten vermieden werden. Auch sollten die Käfige in einem guten Zustand sein und ausgeglichen beladen sein. Des Weiteren ist ein gutes Training der Fangkolonnen wichtig, denn einen Großteil der Verletzungen ziehen sich die Tiere während des Fangens und des Transportes zu. Puten müssen immer an zwei Beinen getragen werden (COLLINS und HUEY 2015). In Großbeständen werden üblicherweise Hebebühnen zum Verladen eingesetzt. Die Puten werden gruppenweise auf die Bühnen getrieben und gelangen von hier auf den LKW (PETERMANN 2006). Ein Verladen mittels Transportbändern ist auch möglich, hier werden die Tiere aus dem Stall transportieren und in Transportmodule verladen (PETERMANN 2006).

BREMNER und JOHNSON (1996) beschreiben das Fangen, indem die Beine der Tiere mit einer Hand, ein Flügel in der anderen Hand gehalten werden und die Tiere dann vorsichtig in die Transportboxen gesetzt werden.

2.5 Der Transport

Als Transportbehältnisse werden bei Puten von oben befüllbare Kisten, Transportmodule mit 4-6 Schubladen und Käfige, die fest in den LKW integriert sind, genutzt (COLLINS und HUEY 2015). Eine ungenügende Reinigung und Desinfektion in Kombination mit zu niedrigen Temperaturen führt dazu, dass 91,1 % der Transportmodule anschließend noch *Campylobacter*-positiv sind (ELLERBROEK et al. 2010).

PETRACCI et al. (2006) untersuchten die *Dead-On-Arrival-Rate* (DOA) über das Jahr verteilt und fanden heraus, dass die DOA-Rate bei Puten von 0,26 % im April auf den Höchstwert von 0,58 % im Juni anstieg. Bei Broilern und Legehennen zeigte sich der gleiche Trend, wobei die DOA-Zahlen mit bis zu 1,75 % bei den Legehennen am höchsten waren. Diese saisonalen Unterschiede waren signifikant. GRILLI et al. (2015) erhoben eine durchschnittliche DOA von 0,40 % mit einem Minimum von 0,05 % und einem Maximum von 1,65 %.

2.6 Der Schlacht-und Fleischgewinnungsablauf beim Geflügel

2.6.1 Schlachtgeflügeluntersuchung

Laut Verordnung (EG) Nr. 854/2004 im Anhang I, Abschnitt IV, Kapitel V wird Geflügel einer Lebenduntersuchung unterzogen. Die Untersuchung wird im Herkunftsbetrieb oder am Schlachthof durchgeführt.

2.6.2 Entladen

Das Entladen ist abhängig vom Typ der genutzten Käfige. Bewegliche Käfige werden abgeladen, auf ein Förderbandsystem gestellt, sie transportieren so die Tiere zur Aufhängestation. Sind die Käfige im LKW fixiert, werden die Tiere per Hand ausgeladen (COLLINS und HUEY 2015).

Der Bereich, in dem die Tiere am Schlachthof warten, ist überdacht und kann bei Bedarf zusätzlich belüftet werden (COLLINS und HUEY 2015). Es ist vorteilhaft, wenn den Tieren ein bis zwei Stunden Zeit gegeben wird, um sich nach der Fahrt zu erholen (BREMNER und JOHNSON 1996).

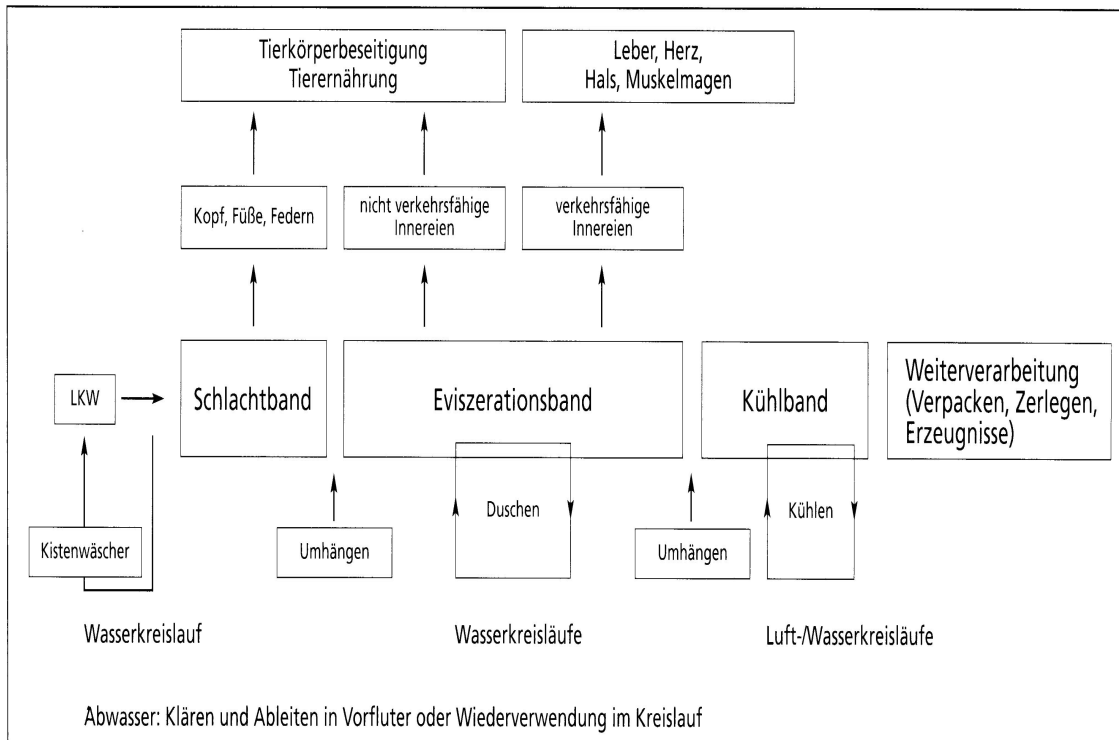


Abbildung 2.1: Produktionsabläufe in einem Geflügelfleischbetrieb (FRIES 2001)

2.6.3 Betäuben

Nach dem TIERSCHUTZGESETZ und der VERORDNUNG (EG) Nr. 1099/2009 sind Tiere vor der Schlachtung zu betäuben. In der nationalen TIERSCHUTZSCHLACHTVERORDNUNG Abschnitt 4, § 12, (3) heißt es, dass „Tiere so zu betäuben (sind), dass sie schnell und unter Vermeidung von Schmerzen oder Leiden in einen bis zum Tod anhaltenden Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit versetzt werden“ (TIERSCHUTZSCHLACHTVERORDNUNG). Die Empfindungslosigkeit muss so lange anhalten, bis der Tod herbeigeführt wurde. Das Betäuben von Geflügel kann durch ein Elektro-Wasserbad, durch CO₂, Edelgase oder reines Kohlenmonoxid erfolgen (VERORDNUNG (EG) Nr. 1099/2009).

80 % des Geflügels werden in der EU durch Wasserbadbetäubung und 20 % durch CAS (Controlled Atmosphere Stunning) betäubt (EUROPÄISCHE KOMMISSION 2013). Nach einem EU-Bericht von 2013 (EUROPÄISCHE KOMMISSION 2013), JOSEPH et al. (2013), RAJ (2006), HOEN und LANKHAAR (1999), RAJ (1998) und BREMNER und JOHNSON (1996) ist die Elektrobetäubung die meistgenutzte Betäubungsmethode bei der Pute. Die Elektrobetäubung wird in einem Wasserbad durchgeführt, welches von einer Elektrode unter Strom gesetzt wird. Hierbei werden Kopf und der obere Hals in das Wasser eingetaucht (SANTE et al. 2000).

Durch den elektrischen Stromfluss kommt es zur Störung der Hirnfunktionen (JOSEPH et al. 2013). Bei der Elektrobetäubung müssen Puten einer Stromstärke von 250 mA und einer Frequenz <200 Hz und über mindestens 4 Sekunden ausgesetzt werden. Die Mindeststromstärke muss beim Geflügel bereits innerhalb der ersten Sekunde erreicht werden (TIERSCHUTZSCHLACHTVERORDNUNG) und Puten dürfen maximal zwei Minuten wahrnehmungsfähig im Schlachtband eingehängt sein (VERORDNUNG (EG) Nr. 1099/2009).

GRILLI et al. (2015) nennen eine durchschnittliche Zeitspanne zwischen Betäubung und Entbluten von acht Sekunden beim automatischen Entbluteschnitt und 12 Sekunden beim manuellen Entbluten. Das Entbluten dauert drei Minuten. Rote Haut, Einblutungen, gerissene Gefäße im Brustmuskel und rote Flügelspitzen werden mit schlechter Betäubung und Ausblutung assoziiert (SANTE et al. 2000).

Ein Problem bei der Elektrobetäubung ist, dass die Tiere aus den Transportkisten herausgenommen und in das Schlachtband eingehängt werden müssen. Das stresst die Tiere, besonders bei schweren Puten ruft das Probleme hervor (RAJ 1998). Das Einhängen der lebenden Tiere und die damit verbundenen Bewegungen sind Gründe für Hämorrhagien an den Beinen, Schenkeln und Brust (HOEN und LANKHAAR 1999). Außerdem können die nach unten hängenden Flügel der Tiere vor Eintauchen des Kopfes das unter Strom stehende Wasser berühren (RAJ 1998). Die Elektrobetäubung beim Geflügel ist nicht absolut sicher, was zum einen unter dem Aspekt des Tierschutzes kritisch zu sehen ist, aber auch die Fleischqualität beeinflusst (RAJ 1998).

Für die CO₂-Betäubung ist eine CO₂-Konzentration von mindestens 80 % laut der TIERSCHUTZSCHLACHTVERORDNUNG vorgeschrieben. Bei der CO₂-Betäubung werden die Tiere auf einem Förderband in den Betäubungstunnel gefahren. COLLINS und HUEY (2015) beschreiben eine CO₂-Betäubung bei Puten, die noch in den Transportkisten sitzen. Die betäubten Tiere werden anschließend manuell in das Band eingehängt (COLLINS und HUEY 2015). Je schwerer die Tiere sind, desto höhere CO₂-Konzentrationen sind erforderlich. In einem System mit mehreren Kammern passieren die Tiere zuerst die geringere CO₂-Konzentration (45 %) und gelangen dann in die höhere (76-81 %). Eine längere Verweildauer in der CO₂-Anlage verbessert den Betäubungserfolg. Betäubungserfolg liegt vor, wenn die Tiere weder Schnabelatmung noch einen positiven Cornealreflex zeigen (WENZLAWOWICZ et al. 2000)

Das Einatmen der Gase kann von den Tieren als unangenehm wahrgenommen werden (RAJ 1998). Dennoch bezeichnen HOEN und LANKHAAR (1999) die Betäubung mittels

kontrollierter Gas-Atmosphäre als gut, da es zu weniger Einblutungen und besserer Zartheit des Fleisches kommt (HOEN und LANKHAAR 1999).

2.6.4 Das Entbluten

Für das Entbluten, das zusammen mit dem Betäuben den Gesamtvorgang des Schlachtens darstellt, werden beim Geflügel rotierende Rundmesser eingesetzt. Durch eine Führungsschiene wird der Hals an das Messer herangeführt und die Arteria carotis interna beidseits unterhalb des Kopfes durchtrennt (FRIES 2001). Die Tiere hängen jetzt im Schlachtband (MEAD 1976). Die richtige Positionierung des Kopfes ist hierbei wichtig. Eine inhomogene Herde ist problematisch, denn bei zu kleinen Tieren kann der Entbluteschnitt durch den Halsschnittautomaten nicht oder nur ungenügend gesetzt werden (COLLINS und HUEY 2015). Hinter dem Betäuben ist eine Person positioniert, die gegebenenfalls den Entbluteschnitt nachholt (FRIES 2001).

2.6.5 Das Brühen

Dem Entbluten folgt das Brühen in einem Brühwassertank. Das Brühen darf erst beim bewegungslosen Tier erfolgen. Es lockert bereits die Federn aus den Federkielen und entfernt grobe Verschmutzungen. COLLINS und HUEY (2015) beschreiben eine Sprühbrühen, die hygienischer, aber teurer ist.

Ein Futterentzug der Tiere für 8-12 Stunden vor der Schlachtung hilft den vermeidbaren Schmutzeintrag in den Brühtank gering zu halten (FRIES 2001). Des Weiteren beschreiben die Autoren den Einsatz von Mehrkammersystemen, wodurch sich die Schmutzfracht in den Brühtanks stufenweise verringert. Das Brühen dauert 160-220 Sekunden, abhängig von der Brühtemperatur (ROSENQUIST et al. 2006) und die Menge des Brühwassers sollte so bemessen sein, dass es im Rahmen des Brühprozesses zu keinem Abfall der Brühwassertemperatur kommt (GIGAS 1986).

COLLINS und HUEY (2015) unterscheiden zwischen dem Brühen für die Frisch- oder Tiefkühlvermarktung. Für die Frischvermarktung wird bei 50-53 °C (für 3,5 Minuten) gebrüht, um die Haut intakt zu halten und eine Farbveränderung zu verhindern. Für den Tiefkühlmarkt wird bei 56-58 °C gebrüht (nur 2-2,5 Minuten). Auch BREMNER und JOHNSON (1996) beschreiben diese beiden Brühemethoden, allerdings bei ca. 50 °C und ca. 55 °C. ABU-RUWAIDA et al. (1994) wiesen eine deutlich höhere Belastung mit *Staphylococcus aureus* nach dem Niedrigbrühen nach. Die Autoren schließen auf ein Überleben der Keime bei den niedrigen Temperaturen und auf eine Kreuzkontamination während des Rupfens.

2.6.6 Das Rupfen

Die Rupfmaschine stellt eine Quelle für Kreuzkontaminationen dar, besonders, da sie in einem warmen und feuchten Umfeld arbeitet (COLLINS und HUEY 2015). Zudem fungieren die Tiere als Vektor und übertragen Brühwasser und Keime in die Rupfmaschine (SCHMIDHOFER 1969).

Das Rupfen der Federn wird durch eine Reihe von Rupfmaschinen durchgeführt, die Stahlplatten enthalten, auf denen die „Rupffinger“ aus Gummi befestigt sind (MEAD 1976), wobei mehrere Rupfer hintereinander geschaltete sind (BRAUN et al. 2000). Die flexiblen Rupffinger sind schlecht zu reinigen und können Mikroorganismen übertragen (MEAD 1976). Wasser spült die gelösten Federn ab (COLLINS und HUEY 2015). Die Federn werden anschließend über die darunterliegende Kanalisation für die Federmehlproduktion abtransportiert. Insgesamt dauert das Rupfen beim Geflügel 30 Sekunden (FRIES 2001), bei der Pute dauert es bis zu fünf Minuten (MEAD et al. 1993).

2.6.7 Die Eviszeration

Die Eviszeration wird mechanisch durchgeführt (COLLINS und HUEY 2015). Ein Entfernen der Organe ist so durchzuführen, dass der Darminhalt hierbei den Tierkörper nicht verschmutzt (GIGAS 1986). Dennoch ist die Eviszeration zusammen mit dem Rupfen die Hauptursache für Kontaminationen am Tierkörper (BARROS et al. 2007). Während der Eviszeration können Equipment, Werkzeuge und die Hände der Arbeiter Ursache für Kreuzkontaminationen sein (MEAD 1976).

Die Geräte der Eviszeration weisen Gesamtkeimzahl (GKZ)-Werte von 10^4 bis 10^6 KbE/cm² auf, wobei die Werte der Karkassen nach der Eviszeration am höchsten waren und nach dem Kühlen auf ihr Minimum sanken (HO et al. 2004). Ein Reinigen der Maschinenteile der Eviszeration, die mit den Tierkörpern in Berührung kommen, wird durch das Besprühen mit Wasser durchgeführt (MEAD et al. 1995).

Die Kontamination des Schlachtkörpers mit Enterobacteriaceae (EB) kann durch Verletzungen des Darmtraktes zustande kommen. Dies kommt häufig vor, da die Maschinen nicht für die natürlichen Größenunterschiede der Tiere ausgelegt sind (COLLINS und HUEY 2015). 11,3 % der Geflügelkarkassen zeigten Kontaminationen mit fäkalem Material und 5,2 % wiesen Gallenflüssigkeit auf (JIMENEZ et al. 2003). Bei PACHOLEWICZ et al. (2015b) stiegen *Escherichia coli* und *Campylobacter* im Schlachtbetrieb 1 während des Schlachtprozesses deutlich, im Schlachtbetrieb 2 auch, aber weniger deutlich nach der Eviszeration an.

Den Einfluss von fäkalen Verunreinigungen untersuchten ALONSO et al. (2011) mittels PCR in drei Beprobungen. 19 % der Kloakentupfer, 49 % der nicht gewaschenen ausgenommenen Karkassen und 33 % der gewaschenen Karkassen wurden positiv auf *Escherichia coli* getestet, wobei die Innen- und Außenflächen der gewaschenen Karkassen ähnlich häufig kontaminiert waren (außen 9 %, innen 13 % und beides 11 %). 39 % (Beprobung 2) und 56 % (Beprobung 3) der Karkassen waren vor dem Waschen mit EPEC (Enteropathogene *Escherichia coli*) kontaminiert (ALONSO et al. 2011).

Kloakenbohrer

Der Kloakenbohrer ist ein Rundmesser, das die Kloakenöffnung sowie die Bursa fabricii senkrecht rotierend umschneidet und mittels eines rotierenden korkenzieherartigen Stiftes vorverlagert (FRIES 2001). Durch ein Vakuum oder mechanisch werden Rektum und Kloake aus der Körperhöhle geholt und über den Rücken der Karkasse gelegt (BREMNER und JOHNSON 1996).

Bauchschneider

Der Bauchschneider verlängert den Schnitt um die Kloake nach kranial Richtung Brustbein, was die Organentnahme ermöglicht (BREMNER und JOHNSON 1996).

Ausnehmer

Der Ausnehmer ist ein Gerät, das mit einem Stahlöffel innen entlang der Wirbelsäule in die Leibeshöhle eingeht und das komplette Darpaket heraushebt (BREMNER und JOHNSON 1996).

Anschließend wird bei der Pute der Kopf des an den Beinen hängenden Tieres gefasst und angehoben, so dass der Tierkörper nun horizontal, die Viszera frei hängend, der Schlachtieruntersuchung zugeführt werden. Nach erfolgter Bearbeitung und Untersuchung wird der Kopf losgelassen, der Tierkörper hängt wieder an den Gliedmaßen (BREMNER und JOHNSON 1996).

Es werden Magen, Darm, Leber, Herz, Milz und Lungen als Gesamtkonvolut entnommen, Lungenreste und Nieren können im Tierkörper verbleiben (FRIES 2001).

Lungensauger

Hier wird eine mit Unterdruck arbeitende Saugeinheit von dorsal in den Tierkörper eingeführt und saugt verbliebene Organteile ab (FRIES 2001).

2.6.8 Weitere Bearbeitung der Tierkörper in dem betreffenden Putenschlachtbetrieb

Kopf entfernen

Der Kopf wird entfernt, indem er zwischen zwei spitz zulaufenden Klingen (in V-Form) hängen bleibt und das Band weiter fährt (BREMNER und JOHNSON 1996).

Hälsekneifer

Hier wird ein scharfes Messer in der Kropfgegend am Halsansatz positioniert und die Klinge auf einen Amboss gedrückt (BREMNER und JOHNSON 1996). FRIES (2001) beschreibt den Vorgang als ein Einklemmen des Halses in ein Gestänge, durch das bei Abwärtsführung die Wirbelsäule gebrochen wird, aber vorerst noch bis nach der Fleischuntersuchung im Bindegewebe des Halses verbleibt.

Kröpfebohrer

Der Kropf kann manuell mit einem Messer oder in einem Karussell entfernt werden (BREMNER und JOHNSON 1996). Bei der maschinellen Methode wird ein kantiges, senkrecht rotierendes Gestänge durch den Tierkörper eingeführt, das Gewebereste im Halsbereich entfernt (FRIES 2001).

Innen- und Außenwäscher

Mittels Düsen werden das Innere des Geflügeltierkörpers sowie seine Außenflächen abgeduscht (FRIES 2001). Regulär dauert das Abspülen fünf bis sechs Sekunden (JIMENEZ et al. 2003). So wird ein visuell sauberer Tierkörper erreicht und Kontaminationen werden verringert (COLLINS und HUEY 2015). Das Abduschen der Geflügeltierkörper führt zu einer Keimreduktion um eine log-Stufe. Auch die Werte von *Staphylococcus aureus* sanken nach dem Absprühen von log 3,2 auf log 2,9 und von log 4,6 auf log 3,7 (ABU-RUWAIDA et al. 1994). *Escherichia coli* sank nach dem Waschen von log 3,5 und log 3,1 (nach der Eviszeration) auf log 2,7 (SVOBODOVA et al. 2012). Nach ALONSO et al. (2011) ist das Waschen der Schlachtkörper aber nicht ausreichend, um Kontaminationen der Geflügelkarkassen zu reduzieren. Für diesen Bearbeitungsschritt muss die Brustapertur eröffnet worden sein, um ein schnelles Abfließen des Waschwassers zu ermöglichen (SCHMIDHOFER 1969).

2.6.9 Geflügelfleischuntersuchung

Nach der VERORDNUNG (EG) NR. 854/2004 im Anhang 1, Abschnitt IV, Kapitel V werden die Karkassen einer Fleischuntersuchung unterzogen. Laut AVV Lebensmittelhygiene (AVV

LmH) gilt als Mindestuntersuchungszeit für Geflügel unter 1,5 kg 2,5 Sekunden, bei Geflügel mit einem Gewicht von mehr als 1,5 kg soll eine angemessen lange Zeit untersucht werden.

Die häufigsten Untauglichkeitsursachen bei der Pute sind Abmagerung, Arthritis-Polyarthritits und Congestion (Stauung), die bei 76 % der untauglichen Tierkörper vorkamen (LUPO et al. 2010).

2.6.10 Kühlen

Geflügel wird meist als ganzer Schlachtkörper gekühlt (JAMES et al. 2007) und so verhindert, dass die Mikroorganismen ansteigen (COLLINS und HUEY 2015). Des Weiteren hilft es, coliforme Keimen zu reduzieren (MATIAS et al. 2010).

Es wird zwischen Wasser-, Sprüh- und Luftkühlung unterschieden. Zu Schlachtbeginn liegt die Körperinnentemperatur bei 40 °C (SCHMIDHOFER 1969), wobei die Karkassen zu Beginn der Kühlung eine durchschnittliche Hauttemperatur von 30 °C haben. Nach FRIES (2001) erfolgt durch das Brühen ein Anstieg der Temperatur der Karkassen, sodass der Temperaturabfall von 51 °C auf 4 °C stattfinden muss. Es wird zwischen unterschiedlichen Kühlvarianten unterschieden: der Tauchkühlung im Gegenstrom (hier passieren die Karkassen zwei hintereinander geschaltete Wassertanks mit Schneckenantrieb (Spinchiller)), der Sprühkühlung (Abkühlung im Hängen durch das Besprühen mit 4 °C kaltem Wasser) und der Luftkühlung (Kühlung im Hängen durch einen 4 °C kalten Raum) (FRIES 2001). Das Kühlen mit Wasser reduziert die Kontaminationen am Tierkörper (JIMENEZ et al. 2003). In einer Studie von PERKO-MÄKELÄ et al. (2011) wurden Puten zunächst in einem Wassertank mit 2 °C für 5 Minuten gekühlt, anschließend erfolgte eine Luftkühlung für 24 h in einem 2 °C kalten Raum.

In der EU wird Geflügel primär mit Luftkühlung gekühlt, während in den USA Eiswasserkühlung am meisten genutzt wird (PERKO-MÄKELÄ et al. 2011). Auch bei Puten ist die Luftkühlung am häufigsten. Die Karkassen hängen hierfür entweder an einzelnen Haken oder einer baumartigen Metallkonstruktion, einer Aufhängung die bis zu 16 Tiere fasst (BREMNER und JOHNSON 1996). Durch die Luftkühlung wird ein Absinken der Temperatur der tiefen Brustmuskulatur der Tierkörper auf 1 °C bis 3 °C erreicht (BRAUN et al. 2000). In einer Studie von RASSCHAERT et al. (2013) wurden Broilerkarkassen bei 3 °C für 1 Stunde und 45 Minuten mittels Luft gekühlt, bei ROSENQUIST et al. (2006) dauerte die Luftkühlung bei 0 °C 105 Minuten und das Kühlen in einem Spinchiller mit 16 °C bis 4 °C ca. 22 Minuten.

EPEC wurden in den gewaschenen Karkassen nach der Kühlung sowie in dem Wasser einer Kühlwanne nachgewiesen, was ein Hinweis auf die Wasserkühlung als Kontaminationsursache ist (ALONSO et al. 2011).

Nach ABU-RUWAIDA et al. (1994) zeigte sich durch das Kühlen keine erhebliche Veränderung des Keimgehaltes. Bei der Wasserkühlung stieg aber *Salmonella* gegenüber der Luftkühlung an, *Campylobacter* sank (COLLINS und HUEY 2015). Auch PACHOLEWICZ et al. (2015b) wiesen (mit der *Carcass-Rinsing-Method*) eine Reduktion von *Campylobacter* durch Kühlen nach.

2.7 Reinigung und Desinfektion von Geräten

Reinigungsprozesse sollen zur Hygiene in der Lebensmittelverarbeitung beitragen. Vor allem komplexe Strukturen und Biegungen verschmutzen leicht (LE GENTIL et al. 2010).

Proteinreiches tierisches Material ist ein gutes Substrat für die Entwicklung von Mikroorganismen (BARROS et al. 2007), durch die das Risiko von Kreuzkontaminationen am Tierkörper erhöht wird (KUSUMANINGRUM et al. 2003). Die Schlachthofhygiene muss folglich auf einem hohen Niveau gehalten werden (BARROS et al. 2007) und regelmäßiges Reinigen und Desinfizieren der Geräte, auch während des Schlachtprozesses, ist wichtig (BARROS et al. 2007).

KUSUMANINGRUM et al. (2003) prüften das Verhalten von *Salmonella Enteritidis*, *Staphylococcus aureus* und *Campylobacter jejuni* auf Edelstahloberflächen. Es zeigte sich, dass sich mit zunehmender Zeit das Überleben der Bakterien auf trockenen Oberflächen reduzierte, besonders bei geringer Ausgangskonzentration. *Salmonella Enteritidis* und *Staphylococcus aureus* waren auch noch nach 96 h nachweisbar. Auch *Campylobacter jejuni* und *Campylobacter coli* konnten über Nacht auf den Geräteoberflächen überleben (PEYRAT et al. 2008a). 9 von 51 Proben waren nach der Reinigung und Desinfektion *Campylobacter* positiv (2 von den Rupffingern, 6 von den Maschinen der Eviszeration und 1 von einem Förderband). *Campylobacter* überlebte die Reinigung und Desinfektion in drei der vier Schlachtbetriebe (PEYRAT et al. 2008b).

2.8 Desinfektion

Bei der Desinfektion handelt es sich um ein Verfahren zur Inaktivierung von Mikroorganismen (MÜLLER et al. 2011). Art, Resistenz und Zahl der beteiligten Keime bestimmen die Inaktivierung ebenso wie die äußeren Bedingungen während der Einwirkung der Chemikalien oder die Eigenschaften des Desinfektionsmittels (BÖHM 2002).

Folgende Anforderungen werden an ein Desinfektionsmittel gestellt (MÜLLER et al. 2011):

- Breites Wirkspektrum
- Rasche und irreversible Wirkung
- Geringer Wirkungsverlust durch Milieueinflüsse
- Gleichbleibende Zusammensetzung
- Unschädlichkeit für Mensch und Tier bzw. das Lebensmittel
- Gute Anwendungseigenschaften und Materialverträglichkeit
- Gute Wirtschaftlichkeit und Umweltverträglichkeit

Tabelle 2.1: chemische Desinfektionsmittel (MÜLLER et al. 2011)

Desinfektionsmittel	Besonderheiten
Alkohole	Wirksame Konzentration: 60 bis 70 %
Aldehyde	Hohes allergenes Potenzial
Chlor	In wässriger Lösung: unterchlorige Säure
Jod	Gute Löslichkeit in Alkohol, schlechte in Wasser
Phenole	Heute nur noch Anwendung von Phenolderivaten
Säuren	Meist in Form von organischen Säuren eingesetzt
Laugen	In 1-2 %-iger Konzentration genutzt, gute Wirksamkeit bei niedrigen Temperaturen
Quaternäre Ammoniumverbindungen, amphotere Verbindungen und Guanide	Oberflächenaktive Substanzen, geringe Toxizität
Sauerstoffabspalter (Peroxide)	Wichtigste Vertreter: Wasserstoffperoxid und Peressigsäure, oxidieren Zellproteine und Nukleinsäuren

Für den Einsatz von Desinfektionsmitteln müssen vier Anforderungen erbracht werden: Desinfektionswirkung, Verträglichkeit für den Menschen, Materialverträglichkeit und Umweltverträglichkeit (KRAMER et al. 1990). Desinfektion in der Lebensmittelgewinnung soll alle Pathogene entfernen oder so reduzieren, dass kein negativer Einfluss auf das Lebensmittel genommen wird (KASKOVA et al. 2007). Der Erfolg der chemischen Desinfektion hängt vom Sauberkeitsgrad der Oberflächen, den Eigenschaften des Desinfektionsmittels, der angewandten Konzentration und der Einwirkzeit ab (SCHMIDT 1982).

2.9 „Cleaning in Place“ (CIP)

Die Fleischgewinnung stellt eine kritische Phase für die Kontamination des Fleisches dar. Erreger aus dem Darmtrakt und von der Haut sind eine Gefahr, und ein hoher Hygienestandard ist notwendig, um die Kontaminationen möglichst niedrig zu halten. Wurden in einer Produktionsstufe Hygienefehler begangen, sind diese nicht mehr rückgängig zu machen (UNTERMANN 1988).

Laut GUTKNECHT (1988) ist die Abtötung oberflächengebundener Mikroorganismen die klassische Domäne der CIP-Desinfektion. Cleaning in Place- oder kurz CIP-Desinfektion ist eine Fließwegdesinfektion. Hier können niedrige Wirkstoffkonzentrationen eingesetzt werden, da immer frische Desinfektionslösung zugeführt wird. Gleichzeitig sinkt so die Proteinbelastung (GUTKNECHT 1988). Des Weiteren kam GUTKNECHT (1988) zu dem Schluss, dass bei CIP-Desinfektionen deutlich geringere Konzentrationen zum Desinfektionserfolg führen, als es den Testkriterien für Flächendesinfektionsverfahren entspräche. In seinen Untersuchungen schnitt 0,15 %-ige Peressigsäure am besten ab. Zudem weist Peressigsäure keinen Kältefehler auf.

Perssigsäure ist einer der wirksamsten Desinfektionswirkstoffe und wirkt bakteriozid, sporozid, viruzid, fungizid und protozoid (ANONYMUS 1989). Sie gehört zu den Peroxiden und oxidiert Zellproteine und Nukleinsäuren der Mikroorganismen (MÜLLER et al. 2011). Als Mitglied der Gruppe der Sauerstoffabspalter kann sie schnell durch die Zellwand eindringen, was ihre gute Wirksamkeit bedingt. Das Wasserstoffperoxid setzt atomaren Sauerstoff frei, der wiederum mit chemischen Gruppen in der Nähe reagieren kann (BÖHM 2002). Peressigsäure liegt immer im Gleichgewicht mit ihren Abbauprodukten Essigsäure und Wasserstoffperoxid vor (BÖHM 2002). Es eignet sich schon ein Wirkstoffgehalt von 0,1 % und noch weniger, um vorgereinigte Flächen innerhalb von Minuten in einen keimfreien Zustand zu versetzen (JENTSCH und FRESENIUS 1981).

Für Peressigsäure ist die Anlagendesinfektion das wichtigste Einsatzgebiet (GUTKNECHT 1988). Kurze Expositionszeiten und eine umfassende mikrobizide Wirkung zeichnen sie aus (JENTSCH und FRESENIUS 1981). Wie kurz diese Zeiten sein können, zeigte HERES (2011) in einer Studie. Hier wurde eine Messerdekontamination mittels einem Desinfektionsmittelgemisch mit den aktiven Substanzen Peressigsäure und Peroctansäure in einem Schweineschlachtbetrieb untersucht. Bereits eine Einwirkzeit von einer Sekunde zeigte eine Reduktion der Gesamtkeimzahl (Vergleichswerte mit 82 °C heißem Wasser: von log 1,55 auf log 1,34, mit dem Desinfektionsmittelgemisch von log 1,21 auf log 0,19). ALONSO-HERNANDO et al. (2012) kamen zu dem Ergebnis, dass Peroxyessigsäure nur

einen geringen antimikrobiellen Effekt hat, denn in ihrer Studie waren die Unterschiede zwischen Kontroll-Hähnchenschenkeln und den behandelten minimal.

Peressigsäure kann als starkes Oxidationsmittel anorganische und organische Verbindungen oxidieren, wobei Zink, Messing, Kupfer und Eisen stark korrodiert werden (auch im vernickelten oder verchromten Zustand). Deutlich widerstandsfähiger zeigen sich Aluminium, legierte Stähle und Emaille. Plastik, Porzellan und Glas werden nicht angegriffen (SCHMIDT et al. 1990). Bei Edelstahl tritt als Hauptkorrosionsgefahr die Lochkorrosion auf. Sind im Betriebswasser Chloridgehalte bis 300 ppm enthalten, kann dieses Wasser mit Peressigsäure angesetzt werden, ohne dass Lochkorrosionen befürchtet werden müssen (GUTKNECHT 1988). Ein Anstieg der Peressigsäurekonzentration beschleunigt den Korrosionsprozess (LUUKKONEN et al. 2015). KRAMER et al. (1990) untersuchten das peressigsäurehaltige Desinfektionsmittel Wolfasteril. Hier zeigte sich eine ausgeprägte Korrosivität gegenüber Beton und Terrazzo. Auch PVC-Beläge zeigten eine Veränderung der Materialeigenschaften (Masseverlust, Annahme des Glanzgrades, Sprödigkeitszunahme). Des Weiteren wird Peressigsäure als organisches Peroxid in Gegenwart von organischen Stoffen und unedlen Metallen instabil und zersetzt sich. Dieser Zerfall ist temperatur- und pH-abhängig (JENTSCH und FRESENIUS 1981).

Die EFSA (2014b) beschreibt Peressigsäure als hoch reaktiv und instabil. Wenn sie mit organischen Substanzen genutzt wird, dissoziiert sie sehr schnell und verliert ihre antimikrobiellen Eigenschaften. Allerdings reagiert Peressigsäure schnell mit organischer Substanz, sodass die Wirkung bei verschmutzten Oberflächen stark reduziert ist (BÖHM 2002). Peressigsäure löst sich zu Essigsäure und Wasser auf, die Mischung ist somit nicht wiederverwertbar (EFSA 2014b).

Abschließend beurteilt GUTKNECHT (1988) Peressigsäure, indem er sie als optimales Desinfektionsmittel bezeichnet, das eine hohe Wirksamkeit am Ort des Einsatzes mit hoher ökologischer Unschädlichkeit und harmlosen Metaboliten verbindet.

MUELLER-DOBLIES et al. (2010) untersuchten 50 leere Putenställe auf *Salmonella* nach unterschiedlichen Desinfektionsmethoden. Nach der Desinfektion mit Mitteln aus der Wasserstoffperoxid- und Peressigsäuregruppe waren noch 86 % der Ställe *Salmonella*-positiv. Bei den anderen untersuchten Desinfektionsmitteln zeigten sich weniger positive Ställe: 75 % nach der Desinfektion mit Phenolen, 67 % nach Desinfektion mit Aldehyden, Quaternären Ammoniumverbindungen und 25 % nach Desinfektion mit Formaldehyd/Glutaraldehyd. Die Autoren raten, diese Desinfektionsmittel aufgrund ihrer leichten Inaktivierung durch organisches Material nicht auf Erdböden anzuwenden oder wenn organisches Material im Stall verblieben ist. Auf Geflügelkarkassen bewirkte bereits

eine Konzentration von 0,0025 % Peressigsäure eine *Salmonella Typhimurium*-Reduktion, wobei eine Konzentration von 0,025 % am effizientesten war. Diese beiden Konzentrationen senkten *Campylobacter* um 1,5 log-Stufen (BAUERMEISTER et al. 2008). Karkassen, die mit Peressigsäure behandelt wurden, waren heller als die Vergleichstierkörper (BAUERMEISTER et al. 2008).

MOHAN et al. (2012) untersuchten den Effekt von Octansäure, Peroxyessigsäure, Apfelsäure und Kaliumlaktat auf den Keimgehalt und Farbveränderungen von Rinderhackfleisch. Es zeigte sich, dass Octansäure von diesen untersuchten antimikrobiellen Wirkstoffen am effektivsten *Escherichia coli*, Coliforme, *Salmonella Typhimurium* und die Gesamtkeimzahl reduzierte (von log 7,2 auf log 5,7 bei der GKZ und von log 6,6 auf log 5,6 bei den Coliformen). Auch Peressigsäure führte zu einer Verringerung der Keimzahlen (von log 7,2 auf log 5,5 bei der GKZ und von log 6,6 auf log 5,8 bei den Coliformen). Die Autoren kommen zu dem Schluss, dass alle untersuchten antimikrobiellen Wirkstoffe zur Sicherheit von Rinderhackfleisch beitragen, und dabei nur einen geringen Einfluss auf die Farbe nehmen.

Die EFSA (2014b) veröffentlichte 2014 eine Scientific Opinion zur Bewertung der Sicherheit und Effizienz von Peroxysäurelösungen zur Reduktion von Pathogenen auf Geflügelschlachttierkörpern und Fleisch. Bezüglich der toxikologischen Gefährdung äußert die EFSA keine Bedenken in Bezug auf die Rückstände. Da die Oberfläche der Karkasse nur wenige Aminosäuren enthalte, wird die Gefahr durch Reaktionsprodukte von Peroxysäure mit Lipiden und Proteinen als nicht riskant eingestuft. Der Effekt von Peressigsäure zur Reduktion von Indikatororganismen war beim Besprühen von warmen Karkassen weniger effektiv als beim Eintauchen. Beim Eintauchen wurde eine Reduktion von 1-3 log-Stufen erzielt, beim Besprühen nur eine von 0,5-1,5 log-Stufen (EFSA 2014b).

2.10 Die mikrobiologischen Daten beim Geflügel

2.10.1 Aerobe Keimzahl

Die Mikroflora beim Geflügel ist sehr heterogen (SVOBODOVA et al. 2012). Die lebenden Tiere bringen die Organismen in hoher Zahl in den Schlachthof mit (MEAD 1976). Des Weiteren führen verschiedene Faktoren zu einer Kontamination der Geflügelkarkassen während Transport und Schlachtung, wobei Rupfen, Eviszeration, Waschen und Kühlen die Keimzahl reduzieren (SVOBODOVA et al. 2012). Gewichtsunterschiede führen dazu, dass die Karkassen nicht ideal in die Maschinen der Eviszeration passen, sodass fäkale Kontaminationen die Folge sind (MALHER et al. 2011).

BRAUN et al. (2000) untersuchten Putenhaut und bezeichneten eine Keimbelastung von 10^4 Keimen/g als produkttypisch und unvermeidbar. GHAFIR et al. (2008) erhoben die Gesamtkeimzahl von Broilerschlachtkörpern in Belgien. Die Mittelwerte lagen hier mit log 5,81 KBE/g deutlich höher als die von BRAUN et al. (2000) bezeichneten.

Der Keimgehalt nach der Eviszeration wird nicht nur durch die Kontamination mit Darminhalt und die Tierkörper, sondern auch durch das Waschen bestimmt (PACHOLEWICZ et al. 2015b). In der Studie von KILLINGER et al. (2010) wurden GKZ-Werte von log 4,16 KbE/Geflügeltierkörper erhoben (mittels der Karkassen-Schüttelmethode). Nur in steriles Leitungswasser getauchte Hühnerschenkel wiesen eine Gesamtkeimzahl von $\log 5,66 \pm 0,92$ KbE/g auf und die Coliformen lagen bei $\log 3,08 \pm 0,64$ KbE/g (CAPITA et al. 2013). BOHAYCHUK et al. (2009) untersuchten Geflügelschlachtkörper mittels Rinsing-Methode. Die Gesamtkeimzahlen zurückgerechnet auf den Milliliter lagen bei log 3,75 und log 3,48, bei den Rückrechnungen auf den Quadratcentimeter bei log 2,90 und log 2,80.

Nach COHEN et al. (2007) zeigten sich Unterschiede in der GKZ hinsichtlich der Jahreszeit: in der warmen Jahreszeit wurden Werte von $\log 5,9 \pm 0,6$ und in der kalten Jahreszeit $\log 4,5 \pm 0,5$ beim Geflügel nachgewiesen (COHEN et al. 2007). Nach der Eviszeration sanken die GKZ-Werte leicht von log 4,6 auf log 4,4 auf pro Broilerkarkassen. Waschen allein erreichte schon eine Reduktion auf log 4,0 (SVOBODOVA et al. 2012). ABU-RUWAIDA et al. (1994) untersuchten Halshaut von Broilern entlang der Schlachtlinie in einem modernen Schlachthof in Kuwait. Hier zeigten sich anhand der Gesamtkeimzahl die höchsten Werte nach dem Rupfen (log 7,0 und log 7,2), dem Bauchschneider (log 7,1 und 7,2), und der Entnahme der Organe (log 7,2 und 7,2). MEAD et al. (1993) zeigten einen geringen Anstieg der GKZ bei Puten nach der Eviszeration. Die Werte stiegen von log 4,6 nach dem Rupfen auf log 4,9 nach der Eviszeration an.

Bei WHYTE et al. (2004) zeigten sich Unterschiede im Keimgehalt in Bezug auf die Probennahmezeit, morgens wurden höhere Keimzahlen nachgewiesen als abends (nach dem Rupfer: morgens log 5,27 und abends log 5,01, nach dem Innen- und Außenwäscher lagen die Werte morgens bei log 4,87 und abends bei log 4,44).

2.10.2 Enterobacteriaceae

Enterobacteriaceae sind gramnegative Stäbchen mit einer Größe von 0,3-1,8 μm (HOLT et al. 1994). Sie reagieren Oxidase-negativ, Katalase-positiv und können Nitrat zu Nitrit reduzieren (HOLT et al. 1994). Zudem können sie oxidativ und fermentativ Kohlenhydrate verwerten (HEESEMANN 2001). Sie vermehren sich im Wirt extrazellulär und haben eine äußere Membran mit dem typischen Lipopolysaccharid (O-Antigen). Flagellen erlauben

Motilität (H- Antigen) und von einigen Vertretern werden Kapselantigene (K-Antigene) gebildet (WIELER et al. 2011).

COHEN et al. (2007) wiesen in den warmen Monaten des Jahres mehr Coliforme (gramnegative, sporenlose Stäbchen, die Laktose innerhalb von 48 h bei 30 °C unter Gas- und Säurebildung vergären (FRIES 2009)) im Putenfleisch nach als in den kalten Monaten (Sommer $\log 3,9 \pm 0,7$ und Winter $\log 2,4 \pm 0,6$ jeweils KbE/g). Ein Vertreter dieser Gruppe, *Escherichia coli*, kann als Hygieneindikatorkeim genutzt werden, um kritische Schritte in der Bearbeitung der Schlachtkörper zu identifizieren (PACHOLEWICZ et al. 2015b).

Die Eviszeration hat Einfluss auf den Enterobacteraceae-Gehalt. So stiegen bei MEAD et al. (1993) die Werte von $\log 2,2$ nach dem Rupfen auf $\log 2,7$ nach der Eviszeration an. Die Coliformen zeigten bei MATIAS et al. (2010) Unterschiede hinsichtlich der Probennahmeposition:

- 3,10 und 3,40 vor der Eviszeration
- 3,28 und 3,36 nach der Eviszeration
- 3,12 und 3,08 nach dem Innen- und Außenwäscher
- 1,52 und 2,49 nach der Wasserkühlung

Die Werte der Coliformen lagen bei einer Studie von BOHAYCHUK et al. (2009) bei $\log 2,53$ und $\log 2,39$ (pro ml) und bei $\log 1,68$ und $\log 1,71$ (pro cm^2) auf Schlachtkörpern. KILLINGER et al. (2010) wiesen mittels der Schüttelmethode Enterobacteriaceawerte auf den Geflügelkarkassen von $\log 3,15$ KbE/Karkasse nach. Bei einer Untersuchung auf Extended spectrum Betalactamase bildende *Escherichia coli* (ESBL) wurden in zwei Schlachtbetrieben ESBL/AmpC (AmpC-Betalactamase) produzierende *Escherichia coli* (*E. coli*) in 81,6 % der Proben nachgewiesen, wobei die stärksten Reduktionen nach dem Brühen und dem Kühlen aufgezeigt wurden. Nach der Eviszeration stiegen die ESBL produzierende *Escherichia coli* -Werte an (PACHOLEWICZ et al. 2015a). Auch bei JIMENEZ et al. (2003) waren die *E. coli*-Zahlen nach der Eviszeration signifikant höher bei den Tieren mit fäkalen Kontaminationen im Vergleich zu den Tieren ohne fäkale Kontaminationen, nicht aber die Enterobacteriaceae insgesamt.

ALONSO et al. (2011) untersuchten fäkale Verunreinigungen auf Geflügelschlachtkörpern. 19 % der Kloakentupfer, 49 % der nicht gewaschenen ausgenommenen Karkassen und 33 % der gewaschenen Karkassen wurde mittels PCR positiv auf *Escherichia coli* getestet, wobei die Innen- und Außenflächen der gewaschenen Karkassen ähnlich häufig kontaminiert waren (außen 9 %, innen 13 % und beides 11 %). 39 % und 56 % der Karkassen vor dem Waschen waren mit EPEC kontaminiert.

2.10.3 Staphylokokken

Staphylokokken gehören zur Familie der *Micrococcaceae*. Die grampositiven Kokken sind unbeweglich und sporenlos. Staphylokokken bilden runde, glänzende Kolonien mit einem Durchmesser von 1-2 mm, deren Pigmentierung von weiß bis goldgelb reicht. Diese Pigmente gehören zu den Karotinoiden und sind ein Schutzmechanismus gegen Licht und UV-Strahlen. Das Wachstumsoptimum liegt bei 37 °C (PETERS und PULVERER 2001). Sie haben eine Größe von 0,8-1,0 µm und sind widerstandsfähig gegenüber Umwelteinflüssen und Desinfektionsmitteln (HINZ und BEHR 2012). Im Grampräparat sind sie klassischer Weise traubenförmig aneinander liegend (JODAS 1997).

Staphylokokken-Infektionen kommen bei Wirtschaftsgeflügel häufig vor und sind für Verluste verantwortlich. Der ubiquitär vorkommende *Staphylococcus aureus* kommt bei klinisch gesunden Tieren auf der Schleimhaut und der äußeren Haut vor (HINZ und BEHR 2012). Tiere in allen Altersstufen sind für eine Staphylokokkeninfektionen empfänglich. Die Inkubationszeit beträgt 2-3 Tage (JODAS 1997).

Lokale als auch systemische Infektionen werden beim Geflügel durch *Staphylococcus aureus* hervorgerufen. Die Infektion kann horizontal oder vertikal erfolgen. Weit verbreitet sind Infektionen von Nabel und Dottersack und eine erhöhte Embryosterblichkeit. Auch Arthritiden, Dermatitis bis hin zur Osteomyelitis werden durch Staphylokokken verursacht (VALENTIN-WEIGAND 2011).

Am Anfang der Schlachtkette treten Staphylokokken nur wenig auf, allerdings kommt es im Rahmen des Schlachtprozesses zu einem Anstieg der Staphylokokken-Kontamination (BÖRNSEN und SINELL 1978). MEAD et al (1993) wiesen Werte von log 2,2 auf Puten nach dem Rupfen nach. MARTINS et al. (2013) untersuchten Staphylokokken aus Geflügelfleisch. 62 % der Funde waren *Staphylococcus aureus*, danach folgten *Staphylococcus intermedius* (10 %), *Staphylococcus delphini* (10 %), *Staphylococcus schleiferi subsp. coagulans* (10 %) und *Staphylococcus hyicus* (8 %).

Das Auftreten von Methicillin-resistenten Staphylokokkenstämmen (MRSA) wird zunehmend problematischer. FRIESE et al. (2013) untersuchten MRSA in der Broiler – und Putenmast. 22,5 % (9/40) der Broilerfarmen und 25,9 % (22/85) der Putenfarmen waren bei mindestens einer Beprobung MRSA-positiv. Bei den Puten wurde mit Impingement eine Belastung von $2,2 \times 10^2$ KbE/cm³ und bei den Broilern $5,2 \times 10^3$ KbE/cm³ nachgewiesen.

2.10.4 *Campylobacter*

Die gramnegativen, schlanken, gebogenen bis spiralgewundenen Stäbchen haben eine Größe von 0,2-0,5 x 0,5 bis 5 µm. Sie tragen uni- oder bipolar eine Geißel (KIST 2001). Als fakultativ-pathogene Keime sind *Campylobacter* auch im Darm gesunder Tiere nachweisbar. Nach experimenteller Infektion beträgt die Inkubationszeit 1-4 Tage (HAFEZ 1997a). Beim Tier zeigt sich eine *Campylobacter*-Infektion durch enterale Erkrankungen, die sich durch wässrigen bis mukösen Durchfall und ein gestörtes Allgemeinbefinden ausdrücken. Beim Küken kommt es zu vermehrten Todesfällen (GLÜNDER und HINZ 2012). Bei der Pute ist *Campylobacter coli* am häufigsten (HAFEZ 1997a und KORSAK et al. 2015). Aus epidemiologischer Sicht bezeichnet allerdings BAUERFEIND (2011) *Campylobacter jejuni* subsp. *jejuni* aufgrund der Häufigkeit beim Geflügel als am bedeutsamsten. In Großbritannien werden 50-70 % der *Campylobacter*-Infektionen beim Mensch mit Geflügelfleisch assoziiert (COLLINS und HUEY 2015).

Weltweit sind *Campylobacter*-Infektionen in Geflügelhaltungen bekannt, wobei die Kontamination der Schlachtkörper und daraus resultierende Lebensmittelinfektionen von besonderer Bedeutung sind (BAUERFEIND 2011). Nutzgeflügel ist häufig latent mit *Campylobacter* infiziert (GLÜNDER und HINZ 2012). Die *Campylobacteriose* ist die in der EU häufigste humane Lebensmittelinfektion mit über 190.000 Krankheitsfällen (EFSA 2014a), die sich als Enteritis äußerten (PEYRAT et al. 2008a). Rohes Geflügelfleisch stellt die Hauptinfektionsquelle dar (EFSA 2014a). Bereits 500 Bakterien reichen für eine Infektion (COLLINS und HUEY 2015). COLLINS und HUEY (2015) nennen *Campylobacter* als Hauptgrund für Diarrhoe-Erkrankungen beim Menschen in Großbritannien. Nach oraler Aufnahme vermehren sich diese im Darm und nach 3-5 Tagen sind Bauchschmerzen, Diarrhoe und manchmal Erbrechen und Fieber klinische Symptome (ROSENQUIST et al. 2013).

Die Haltungform scheint einen Einfluss auf das Risiko von *Campylobacter*-Infektionen zu haben. ROSENQUIST et al. (2013) untersuchten *Campylobacter* anhand der Halshaut (nach der Schlachtung) vergleichend bei Broilern aus biologischer und konventioneller Haltung in Dänemark. Es zeigte sich eine Häufigkeit von 54,2 % bei Broilern aus biologischer Haltung und 19,7 % bei Broilern aus konventioneller Haltung. Die Mittelwerte der positiven Funde waren aber gleich (log 2,0 KbE/g bei den Biobroilern und log 2,0 KbE/g bei den Tieren aus konventioneller Haltung).

ROSENQUIST et al. (2013) berechneten eine 1,7 mal höhere Wahrscheinlichkeit, sich als Verbraucher mit *Campylobacter* durch Fleisch von Tieren aus Biohaltung zu infizieren im Vergleich zu dem Fleisch von Tieren aus konventioneller Haltung.

Die Speziesdifferenzierung der Ergebnisse von ROSENQUIST et al. (2013) wies mit 74 % in der biologischen Haltung und 89 % in der konventionellen Haltung am häufigsten *Campylobacter jejuni* nach, *Campylobacter coli* lag bei 7 % (biologische Haltung) und 11 % (konventionelle Haltung). In Belgien wurden 39 Herden von 37 Farmen auf *Campylobacter* untersucht. 72 % der Herden waren am Schlachthof *Campylobacter*-positiv. Von den insgesamt gefundenen Isolaten waren 90 % *Campylobacter jejuni*, 8,7 % *Campylobacter coli* und 2,2 % *Campylobacter lari* (RASSCHAERT et al. 2006). GENIGEORGIS et al. (1986) vermuten eine horizontale Übertragung über die Einstreu von einer Kükengruppe auf die folgende, wohingegen ELLERBROEK et al. (2010) keine horizontale Übertragung nachwies. Eine gute Hygienebarriere sei der beste Schutz vor *Campylobacter* (COLLINS und HUEY 2015). Als Hauptinfektionsquellen für *Campylobacter* werden Umfeld (ELLERBROEK et al. 2010), Trinkwasser, wilde Vögel und Schädlinge genannt (COLLINS und HUEY 2015). *Campylobacter jejuni* wurde auf der Farm in 5 von 6 Herden im Fäzes nachgewiesen, wobei *Campylobacter jejuni* aus jeder Fäzes-Probe isoliert wurde. Bei *Campylobacter*-negativen Herden waren sowohl Fäzes als auch die Karkassen negativ und sie blieben es auch bis nach dem Schlacht- und Kühlprozess (GRUNTAR et al. 2015).

Das Rupfen und das Eviszerieren stellen die größte Herausforderung für die Schlachthygiene dar, um *Campylobacter* auf den Schlachtkörpern zu reduzieren (PACHOLEWICZ et al. 2015b). *Campylobacter* steigt im Laufe des Schlachtprozesses nach der Eviszierung an und sinkt nach Luft- und Wasserkühlung und nach dem Einfrieren ab (ROSENQUIST et al. 2006). In einer Studie von MEAD et al. (1995) waren alle untersuchten Proben am Schlachthof *Campylobacter*-positiv, auch wenn in vier der 15 Herden die Caecum-Proben negativ ausgefallen waren. Die Autoren schlussfolgern, dass diese Herden bereits Träger während der Aufzucht wurden oder sich während der Vorbereitungen zur Schlachtung kontaminierten. ELLERBROEK et al. (2010) wiesen in 44,4 % der auf dem Schlachthof genommenen Proben von Broilerkarkassen, Transportmodulen und Teilstücken *Campylobacter* nach. Bei den positiven Proben wurden 64 % als *C. jejuni* und 36 % als *C. coli* identifiziert.

Im Rahmen einer weiteren Studie waren bei der Beprobung eines Schlachtbetriebes (vor der Schlachtung, nach der Desinfektion) 66,6 % der Proben positiv für *Campylobacter jejuni* (KUDIRKIENE et al. 2011). In Polen wurde Geflügel- und Putenfleisch auf *Campylobacter* untersucht. 49,3 % der Proben aus dem Einzelhandel waren *Campylobacter*-positiv. Beim Geflügel waren 41,8 % der Isolate *Campylobacter jejuni*. Bei Puten wurde mit 71,2 % am häufigsten *Campylobacter coli* nachgewiesen (KORSAK et al. 2015).

HARTOG et al. (1983) untersuchten Putenkarkassen mittels Tupferbeprobung auf *Campylobacter jejuni* in drei Schlachtbetrieben. *Campylobacter jejuni* wurde in jedem Schlachtbetrieb gefunden, im Schlachtbetrieb 1 waren 7 von 10 Proben positiv, im Schlachtbetrieb 2 waren 5 von 6 Proben positiv und im Schlachtbetrieb 3 waren 10 von 10 Proben positiv. Die Autoren schlussfolgern, dass die hohe Carrier-Rate bei der Pute zu einer 70-100%igen Kontamination zum Ende der Schlachtkette führt.

PEPE et al. (2009) untersuchten Geflügelkarkassen molekularbiologisch auf *Campylobacter jejuni* und *Campylobacter coli*, sie wiesen ausschließlich *Campylobacter jejuni* nach. Hier wurden bei 140 Karkassen in 37,1 % der Proben *Campylobacter jejuni* nachgewiesen. Auch alle Stämme, die in der Studie von PERKO-MÄKELÄ et al. (2011) identifiziert wurden, waren *Campylobacter jejuni*. BOHAYCHUK et al. (2009) untersuchten Geflügelkarkassen und fanden *Campylobacter*-Durchschnittswerte von log 1,94 und 1,68 (pro ml) und log 1,25 und 0,85 (pro cm²).

2.11 Wege der Dekontamination von Geflügelschlachtierkörpern

KILLINGER et al. (2010) untersuchten die dekontaminierende Wirkung einer Chlorlösung mit einer Konzentration von 50-100 ppm und 2 %-iger Milchsäure auf Geflügelschlachtkörpern und -flügeln. Die Flügel waren mit *Salmonella* inokuliert. Die Chlorlösung hatte keinen signifikanten Effekt auf den *Salmonella*-Gehalt der Flügel. Es zeigten sich Werte ohne Abwaschen von log 5,78 ± 0,09 KbE/Flügel und mit Chlorwasser von log 5,69 ± 0,07. Die Behandlung mit Milchsäure zeigte aber eine signifikante *Salmonella*-Reduktion von log 5,78 ± 0,09 auf log 0,39 ± 0,01.

In einer Studie von SCOTT et al. (2015) wurden mit *Salmonella* inokulierte Geflügel Flügel für 20 Sekunden in Peressigsäure (700 ppm) getaucht. Es erfolgte kein Abspülen. Es zeigten sich Werte von log 5,7 KbE/g und log 4,0 KbE/g direkt nach der Peressigsäurebehandlung. Nach einer Lagerungszeit von 24 h lagen die Werte von *Salmonella* der Proben ohne Behandlung bei log 5,7 KbE/g und die Proben mit Peressigsäurebehandlung wiesen *Salmonella*-Werte von 3,8 KbE/g auf. Auf den pH-Wert und die Farbe hatte die Säure keinen Einfluss (SCOTT et al. 2015). Die Behandlung mit Wasser bewirkte bei mit *Salmonella Typhimurium* und *Campylobacter jejuni* inokulierten (jeweils mit 1 ml Flüssigkeit mit log 10⁶ KbE/ml) Broilerkarkassen eine Reduktion von weniger als einer log-Stufe, 0,1 %-ige Peressigsäure reduzierte *Salmonella Typhimurium* um 2,14 log-Stufen und *Campylobacter jejuni* um 2,03 log-Stufen KbE/ml. Wasser allein bewirkte eine Reduktion um weniger als eine log-Stufe (NAGEL et al. 2013).

3. Material und Methoden

Im Rahmen der Untersuchung wurde die Effizienz eines „Cleaning in Place“ mittels eines Oberflächendesinfektionsmittels (in der Folge: D-Mittel) an Geräten und Karkassen in einem Putenschlachtbetrieb untersucht. Beprobte wurden die Oberflächen der Bearbeitungseinheiten von Kloakenbohrer, Bauchschneider, Ausnehmer und Lungensauger sowie die perikloakale Haut nach dem Kloakenbohrer, dem Bauchschneider und dem Lungensauger. Von allen Proben wurde die Gesamtkeimzahl erhoben. Mittels Selektivnährmedien wurde das Enterobacteriaceae- und Staphylokokkenvorkommen geprüft. Ergänzend wurden 20 Proben pro Probennahmetag molekularbiologisch auf *Campylobacter* untersucht. Verglichen wurden zwei Probennahmetage mit Wasser als Reinigungsmethode mit zwei Probennahmetagen, bei denen das D-Mittel eingesetzt wurde.

3.1 Der Betrieb, die beprobten Herden und Reinigungsmaßnahmen an den Anlagen

Die Proben wurden in einem 2009/2010 erbauten Putenschlachtbetrieb in Niedersachsen genommen. Die bebaute Fläche (inklusive Schlachtung, Verarbeitung, Veredelung und Verpackung) beträgt 26500 cm². Zusammen mit den Beschäftigten auf Werkvertragsbasis arbeiten rund 1000 Mitarbeiter in diesem Betrieb. Täglich werden 40.000 Tieren geschlachtet. Die Geschlechterverteilung liegt bei 60% Hähnen und 40% Hennen und die Bandgeschwindigkeit beträgt ca. 2.900 Hähne und ca. 4000 Hennen pro Stunde.

Als Beprobungsherden dienten ausschließlich Herden mit männlichen Puten, die Tiere hatten ein Durchschnittsalter von 21 Wochen. Zur Kühlung der Karkassen wird Luftkühlung eingesetzt.

Nach Betäubung (CO₂), Brühen und Rupfen gelangen die Karkassen in die Schlachthalle und werden in folgender Reihenfolge bearbeitet:

- Kloakenbohrer
- Bauchschneider
- Kröpfe entfernen (manuell)
- Ausnehmer
- Köpfezieher
- Hälskneifer
- Halshautschneider
- Lungensauger
- Innen- und Außenwäscher

Zur Zwischenreinigung im laufenden Prozess wurden die Oberflächen der Geräte mit 55-60°C warmem Wasser besprüht. Die Düsen waren direkt auf die Bearbeitungseinheiten der Geräte ausgerichtet.

Nach jedem Schlachttag werden alle Geräte angehalten und eine Grundreinigung und -desinfektion durchgeführt.

3.2 Die überprüften Techniken

Bei dem eingesetzten Flächendesinfektionsmittel handelte es sich um ein Peroxyessigsäuregemisch aus Peressigsäure, Caprylsäure, Peroxyoctansäure, Wasserstoffperoxid und Alkohol (im Folgenden „D-Mittel“ genannt).

Das D-Mittel-Gemisch wurde mit Leitungswasser (Temperatur ca. 20 °C) in einer Konzentration von 0,16 % angesetzt und war eine farblose, essigsauer riechende Flüssigkeit.

Für den Versuch wurden spezielle Düsenstöcke installiert, aus denen das D-Mittel als dünner Film auf die Oberflächen der Geräteeinheiten aufgesprüht wurde.

Für die Reinigung mit Wasser hatte das Wasser eine Temperatur von 55-60 °C und wurde aus den vorhandenen, größeren Düsen auf die Geräte gesprüht.

3.3 Versuchsdesign

Probennahmepositionen

Es wurde die Oberfläche folgender Geräte beprobt:

- Kloakenbohrer
- Bauchschneider
- Ausnehmer
- Lungensauger

Zusätzlich wurde entsprechende perikloakale Haut im laufenden Prozess entnommen:

- hinter dem Kloakenbohrer
- hinter dem Bauchschneider
- hinter dem Ausnehmer

Es wurde keine perikloakale Haut nach dem Lungensauger genommen, da hier die Eviszerationsarbeiten weitestgehend abgeschlossen waren. Ausserdem war hier nicht ausreichend Platz für eine Probennahme vorhanden.

Das Beprobungsvorgehen und die Untersuchungen zur Wirksamkeit beider verglichenen Verfahren erfolgten zum einen direkt (über die Entnahme der perikloakalen Haut) und zum anderen indirekt (über die Beprobung der Geräteoberflächen).

Probenmaterial

Es wurden Proben von drei unterschiedlichen Qualitäten genommen:

Sponge Sticks:

Bei den 3M™ Sponge Sticks (Transia®) handelte es sich um 25 cm² große Celluloseschwämme, getränkt mit je 10 ml Neutralisationspuffer in einem steril verschlossenen Beutel. Der Schwamm befand sich an einem 15,5 cm langen und 1,5 cm breiten blauen Plastikstab, der im Anschluss an die Beprobung vom Rest des Stabes an einer Sollbruchstelle abgebrochen werden konnte.

Für die Beprobung wurde der Beutel am oberen Rand aufgerissen, der Plastikstab in der Tüte nach oben geschoben, gegriffen und die zu untersuchende Stelle beprobt. Im Anschluss an die Beprobung wurde der Schwamm in den noch sterilen Beutel gelegt, der Stab abgebrochen und der Beutel mittels des Metall-Rollverschlusses verschlossen.

Handschuhe:

Hier handelte es sich um Baumwoll-Trikothandschuhe der Firma HansaTec®. Die Finger der Handschuhe wurden vorab mit einer Schere auf ca. 1 cm gekürzt. Auch der Schaft der Handschuhe wurde so gekürzt, dass der Handschuh der Handtellergröße entsprach (ca. 12 mal 12 cm).

In der Vorbereitung wurden die zurechtgeschnittenen Baumwollhandschuhe über einen Latexhandschuh gezogen und die Innenfläche des Baumwollhandschuhs mit jeweils 5 ml Aqua dest. getränkt. Jeweils fünf Handschuhe wurden zusammen in Alufolie geschlagen und autoklaviert.

Bei dieser Art der Beprobung wurde an der einen Hand ein steriler Handschuh getragen, mit welcher der Beprobungshandschuh gegriffen und angezogen wurde. Mit der Handfläche des Beprobungshandschuhs wurde die zu beprobende Stelle (Ausnehmer und Lungensauger) abgewischt. Im Anschluss wurde der Beprobungshandschuh ausgezogen und umgestülpt, so dass die Innenseite des Latexhandschuhs außen war, und der Handschuh mit einem Knoten verschlossen. Jeder Beprobungshandschuh wurde einzeln in einem Stomacherbeutel verpackt.

Perikloakale Haut:

Nach dem Kloakenbohrer, dem Bauchschneider und dem Ausnehmer wurde mittels eines abgeflamten Messers und einer abgeflamten chirurgischen Pinzette an der Kloakenöffnung der Putenkarkassen perikloakale Haut entnommen und einzeln in einem

Stomacherbeutel verpackt. Die entnommenen Proben bestanden aus Haut und subkutanem Fettgewebe.

Der Probennahmeplan

Im Rahmen der Untersuchung wurden folgende Proben genommen:

Tabelle 3.1: Positionen der Beprobung und jeweilige Probenqualität

Probenposition	Probenqualität	Probenzahl pro Tag
Kloakenbohrer	Sponge Stick (Tupferprobe)	50
Nach Kloakenbohrer	Perikloakale Haut	30
Bauchschneider	Sponge Stick (Tupferprobe)	16
Nach Bauchschneider	Perikloakale Haut	30
Ausnehmer	Baumwollhandschuh (Tupferprobe)	50
Nach Ausnehmer	Perikloakale Haut	30
Lungensauger	Baumwollhandschuh (Tupferprobe)	50

Es wurden insgesamt vier Herden an vier unterschiedlichen Tagen beprobt: die jeweils beprobte Herde wurde zweigeteilt, in einen größeren und einen kleineren Teil. Der größere Teil wurde am Anfang des Schlachttages geschlachtet und zweimal beprobt- gleich zu Beginn der Schlachtung und ein weiteres Mal im Laufe des Morgens. Nach ein paar unbekanntes Herden wurde gegen Mittag der zweite und kleinere Teil geschlachtet und beprobt.

Tabelle 3.2: Probennahmetage und Herdengröße

Probennahmetag	Anzahl der Tiere (erster Teil / zweiter Teil)
27.5.2014	11.289 (6720 / 4569) mit Wasser
12.6.2014	7.679 (4791 / 2888) mit Wasser
23.9.2014	10.938 (8396 / 2542) mit D-Mittel
08.01.2015	9.896 (6729 / 2276) mit D-Mittel

Probennahme

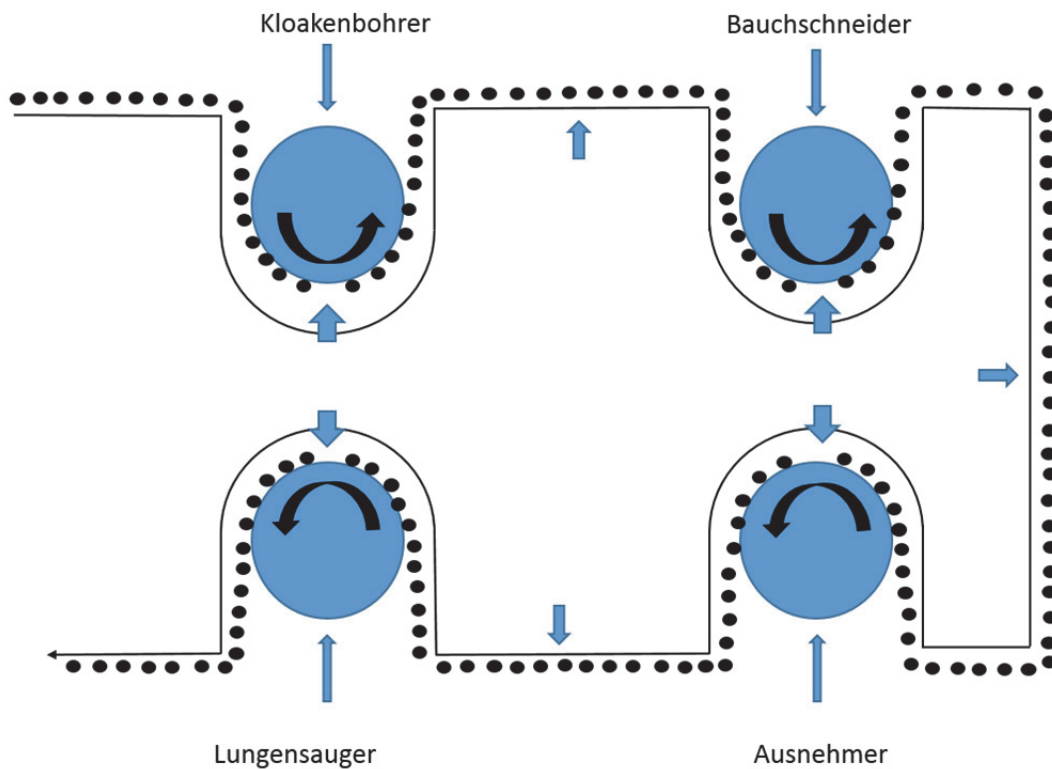
Pro Probennahmetag wurden an fünf Zeitpunkten Proben genommen, pro Zeitpunkt und Probenort 10 Proben. Der Bauchschneider stellte eine Ausnahme dar, denn hier wurde nur das stehende Gerät beprobt, da es sich hierbei um eine bewegliche Klinge handelt und eine Probennahme im laufenden Betrieb zu gefährlich gewesen wäre. Der Bauchschneider hat insgesamt nur acht Bearbeitungseinheiten, die am stehenden Gerät beprobt werden

konnten, so dass hier eine Probenanzahl von 16 Proben pro Tag gewonnen wurde. Die Probenzahl pro Tag lag somit bei 256 Proben pro Tag (Tabelle 4). Insgesamt wurden in dieser Studie 1019 Proben aufgearbeitet und analysiert.

Tabelle 3.3: Zeitschema der Beprobung pro Tag und Probenzahl

Zeitpunkt	Zeit und Herde	Probenzahl
0	vor Beginn, ca. 3:00 Uhr	38
1	Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr	60
2	Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr	60
dazwischen: unbekannte Herden		
3	2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr	60
dazwischen: unbekannte Herden		
4	nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr	38

An allen Geräten wurden vor und nach dem Schlachtprozess Proben genommen, sowie weitere drei Mal im laufenden Prozess (außer am Bauchschneider). Abbildung 2 zeigt schematisch die sich drehenden Geräte und die Lokalisation der Düsen und der Probenahmepositionen. Für die Beprobungen wurden die Abdeckungen der Geräte kurzzeitig abmontiert und die Proben an den Geräteoberflächen immer dann genommen, wenn ein leerer Haken (und damit eine freie Bearbeitungseinheit) eine Beprobung ermöglicht. Zusätzlich wurden drei Mal im Tagesverlauf im laufenden Prozess Proben von perikloakaler Haut genommen.



Symbol	Bedeutung
↑	Düsen mit Wasser/ D-Mittel
↓	Probennahme, am Gerät, wenn Haken leer
↑	Probennahme, perikloakale Haut
•	Putenkarkassen

Abbildung 3.1: Übersicht der Geräte, Düsen und Probennahmepositionen

3.4 Vorliegendes Probenmaterial

Transport der Proben

Die Proben wurden direkt im Anschluss an jede Probennahme am Schlachtbetrieb bei -18 °C eingefroren und verblieben dort über Nacht.

Am nächsten Morgen wurden alle Proben in einer Isolierbox mit Kühllakus mit dem PKW nach Berlin transportiert.

Lagerung der Proben

Die Proben wurden bis zu ihrer Aufarbeitung bei -20 °C gelagert.

3.5 Probenaufarbeitung

Es wurde je nach Probenart wie folgt vorgegangen:

1. Gewebe

Von jeder Probe der perikloakalen Haut wurden je 10 g in einen Stomacherbeutel zerkleinert, mit 90 ml BPW aufgegossen und für zwei Minuten gestomachert.

Die Flüssigkeit (Peptonwasser (BPW) 90 ml) galt als die erste Verdünnungsstufe, also 10^{-1} .

2. Sponge Sticks (Kloakenbohrer und Bauchschneider)

Die Sponge Sticks hatten eine Größe von 50 cm² und waren mit 10 ml Neutralisationspuffer getränkt.

Die Schwämme wurden mit 40 ml Peptonwasser aufgegossen und zwei Minuten gestomachert.

Das BPW und der Neutralisationspuffer (= 50 ml) galten als Verdünnung 10^0 .

3. Handschuhe (Ausnehmer und Lungensauger)

Die Handschuhe waren für den Transport im Innern eines sterilen Latexhandschuhs verpackt, der Latexhandschuh war mit einem Knoten verschlossen. Mittels einer Schere wurde der Latexandschuh eröffnet und der Beprobungshandschuh mit einer sterilen Pinzette entnommen.

Der Beprobungshandschuh wurde in einem Stomacherbeutel gegeben, mit 80 ml Peptonwasser aufgegossen und anschließend für zwei Minuten gestomachert.

BPW und Aqua dest. (= 85 ml) galten als Verdünnung 10^0 .

3.5.1 Quantitative Verfahren und Grundlagen

Zunächst wurde eine Verdünnungsreihe hergestellt. 1 ml der Probe wurde mit einer sterilen 1-ml-Pipette aus dem gestomacherten Probenbeutel entnommen und in das erste Verdünnungsröhrchen gegeben. Nach dreimaligem Vortexen wurde 1 ml aus diesem Röhrchen entnommen und in das folgende Verdünnungsröhrchen gegeben. Insgesamt wurde in diesem Versuch eine zweimalige Verdünnung pro Probe durchgeführt (beim Gewebe bis 10^{-3} und bei den Sponge Sticks und Handschuhen bis 10^{-2}).

Aus jedem gevortexten Verdünnungsröhrchen wurden 0,1 ml der Probe auf je zwei Standard-I-Platten auf der ganzen Fläche ausgespatelt. Die Platten wurden bei 30 °C für 48 h inkubiert. Im Anschluss wurden die KbE (Kolonie bildende Einheiten) ausgezählt und die Keimzahl auf den cm² der beprobten Fläche (Geräte) oder 1 g zurückgerechnet (perikloakale Haut).

Für die Aufarbeitung der Proben, die aus dem Versuchsteil mit dem D-Mittel gewonnen wurde, wurde dem BPW ein Neutralisierer nach den DVG-Prüfrichtlinien (2013) zugefügt. Dieser sollte etwaige Reste des Desinfektionsmittels bei der Aufarbeitung hemmen.

Die eingesetzte Inaktivierungsmischung nach der DVG-Liste (DVG-Prüfrichtlinien 2013)

Zusammensetzung des genutzten Enthemmers:

Tween 80 (3 % pro l) ROTH®, Artikel-Nummer: 9139.3

Saponin (3 % pro l) ROTH®, Artikel-Nummer: 6857.1

Lecithin (0,3 % pro l) ROTH®, Artikel-Nummer: AE81.1

Histidin (0,1 % pro l) ROTH®, Artikelnummer: 3852.3

3.5.2 Rückrechnung

Für die Rückrechnung wurde die Farmiloe'sche Formel angewandt und den Proben entsprechend angepasst. Es wurden die Platten ausgewählt, deren Kolonieanzahl zwischen 3 und 300 lag. Beide Platten der Doppelbestimmung wurden ausgezählt und bei den Tupferproben auf cm², bei den perikloakalen Hautproben auf 1 g zurückgerechnet. Die beprobten Flächen an den Geräten wurden hierfür ausgemessen. Die Flächen betragen am Kloakenbohrer 85 cm², am Bauchschneider 24 cm², am Ausnehmer 60 cm² und am Lungensauger 121 cm².

Die Ergebnisse wurden anschließen logarithmiert.

$$\bar{c} = \frac{\sum c}{n_1 \times 1 + n_2 \times 0,1} \times d$$

\bar{c} gewogener arithmetischer Mittelwert der Koloniezahlen

$\sum c$ Summe der Kolonien aller Platten, die zur Berechnung herangezogen werden (niedrigste und nächsthöhere auswertbare Verdünnungsstufe)

n_1 Anzahl der Platten der niedrigsten auswertbaren Verdünnungsstufe

n_2 Anzahl der Platten der nächsthöheren auswertbaren Verdünnungsstufe

d Verdünnungsfaktor der niedrigsten ausgewerteten Verdünnungsstufe

3.5.2.1 Perikloakale Haut

Es wurden alle gewachsenen KbE ausgezählt.

Die erste Verdünnung galt als 10^{-1} .

Es wurden die KbE aus zwei hintereinander folgenden Verdünnungsstufen ausgezählt.

Hierzu wurde das gewichtete Mittel \bar{c} nach der Formel eingesetzt:

$$\bar{c} = \frac{\text{Summe aller ausgezählten Kolonien}}{2,2} \times d$$

Das Ergebnis stellt die gewichtete Mittelung aus vier ausgezählten Platten dar.

Rückrechnung:

\bar{c} x reziproker Wert der niedrigsten ausgezählten Verdünnungsstufe x 10

Es galt als Bezugseinheit die Einheit „Gramm“.

3.5.2.2 Geräte

Es wurden alle gewachsenen KbE ausgezählt.

Die Verdünnungsflüssigkeit (BPW) galt als 10^0 .

Es wurden die KbE aus zwei hintereinander folgenden Verdünnungsstufen ausgezählt.

Hierzu wurde das gewichtete Mittel \bar{c} nach der Formel eingesetzt:

$$\bar{c} = \frac{\text{Summe aller ausgezählten Kolonien}}{2,2} \times d$$

Das Ergebnis stellt die gewichtete Mittelung aus vier ausgezählten Platten dar.

Rückrechnung:

\bar{c} x reziproker Wert der niedrigsten ausgezählten Verdünnungsstufe x 10 (Wert pro ml).

Dann erfolgte die Multiplikation mit der eingesetzten Flüssigkeitsmenge

- Kloakenbohrer: 50 ml
- Bauchsneider: 50 ml
- Ausnehmer: 85 ml
- Lungensauger: 85 ml

und die Division durch die beprobte Fläche

- Kloakenbohrer: 85 cm²
- Bauchsneider: 24 cm²
- Ausnehmer: 60 cm²
- Lungensauger: 121 cm²

Es galt als Bezugseinheit die Einheit „cm²“.

3.5.3 Identifizierungsverfahren

In Kombination mit den beschriebenen quantitativen Ansätzen wurden Untersuchungen auf Enterobacteriaceae und Staphylokokken vorgenommen.

3.5.3.1 Enterobacteriaceae

Ansatz:

Pro Probe wurden 0,1 ml der ersten beiden Verdünnungen der angesetzten Verdünnungsreihe (bei Sponge Stick und Handschuh 10^0 und 10^{-1} , bei der perikloakalen Haut 10^{-1} und 10^{-2}) im Doppelansatz auf VRBD-Agar (Kristallviolett-Neutralrot-Galle-Glukose-Agar) ausgespatelt. Als Positivkontrollen liefen der Referenzstamm *Escherichia coli* DSM 1103 und als Negativkontrolle der Referenzstamm *Staphylococcus aureus* DSM 799 mit. Die Platten wurden bei 30 °C für 48 h inkubiert.

Auswertung:

Typische Kolonien wuchsen rot mit pinkfarbenem Präzipitathof. Diese Kolonien wurden ausgezählt und auf cm^2 der beprobten Geräteoberfläche und Gramm der perikloakalen Haut zurückgerechnet.

Bestätigung:

Die Bestätigung der Enterobacteriaceae-Isolate erfolgte mittels Oxidase, OF-Test und Nitratreduktion. Enterobacteriaceae reagieren Oxidase-negativ, können oxidativ und fermentativ Kohlenhydrate abbauen und zeigen eine positive Nitratreduktion.

3.5.3.2 Staphylokokken (*Staphylococcus spp.*)

Ansatz:

Es wurde ein Doppelansatz auf Baird-Parker-Medium durchgeführt. Hierfür wurden die ersten beiden Verdünnungen mit je 0,1 ml der verdünnten Probe ausgespatelt, bei den Sponge Sticks und den Handschuhen je die Verdünnung 10^0 und 10^{-1} , bei der perikloakalen Haut die Verdünnung 10^{-1} und 10^{-2} . Die Platten wurden bei 37 °C für 48 h inkubiert.

Als Positivkontrolle liefen der Referenzstamm *Staphylococcus aureus* DSM 799 und als Negativkontrolle der Referenzstamm *Escherichia coli* DSM 1103 mit.

Auswertung:

Typische *Staphylococcus aureus*-Kolonien wachsen auf Baird-Parker-Medium schwarz oder grau, glänzend und gewölbt und sind von einer klaren Zone mit opaken Ringen umgeben.

Bestätigung und Identifizierung: Verdächtige Staphylokokkenisolate wurden subkultiviert und mittels Katalase und anaerobem Wachstum als *Staphylococcus aureus* bestätigt. Eine weitere Bestätigung erfolgte mittels Koagulase.

3.5.3.3 Subkultivierung und Stammsammlung

Verdächtige KbE wurden von ihrem entsprechenden Selektivmedium mittels einer sterilen Öse abgenommen und auf einem Standard-I-Nähragar ausgestrichen. Anschließend wurden die Platten für 24 h bei 37 °C inkubiert. Nach erfolgter Anzucht wurden die Isolate bis zur Bestätigung auf Standard-II-Schrägagar gelagert. Die weitere Lagerung der Isolate erfolgt bei -20 °C in Glycerol.

3.6 Die *Campylobacter*-Identifizierung

Je 20 Proben pro Probentag der perikloakalen Haut wurden mittels Polymerase-Kettenreaktion (**P**olymerase **C**hain **R**eaction, PCR) auf *Campylobacter* untersucht. Folglich wurden insgesamt 80 Proben per PCR untersucht.

Untersucht wurden pro Probennahmetag jeweils 10 Proben zum Zeitpunkt 1 (nach dem Kloakenbohrer) und 10 Proben zum Zeitpunkt 2 (nach dem Ausnehmer).

Tabelle 3.4: Probennahmezeiten für die PCR

Zeitpunkt	Zeit und Herde
0	vor Beginn, ca. 3:00 Uhr (keine PCR)
1	Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr (Haut hinter Kloakenbohrer: PCR)
2	Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr (Haut hinter Ausnehmer: PCR)
dazwischen: unbekannte Herden	
3	2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr (keine PCR)
dazwischen: unbekannte Herden	
4	nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr (keine PCR)

3.6.1 Die Aufbereitung der DNA

Die DNA-Extraktion wurde mit dem High Pure Template Preparation Kit (Firma Roche Applied Science) aus der Verdünnungsflüssigkeit (BPW) durchgeführt, mit der die Hautproben homogenisiert wurden (Verdünnung 10^{-1}). Die Lagerung der Proben erfolgte bei -20 °C .

Die Proben wurden zur Aufarbeitung aufgetaut und je 1 ml für 5 Minuten bei 10.00 rpm zentrifugiert. Der Überstand wurde abpipettiert und das gewonnene Pellet in 200 µl PBS resuspendiert. Nach Zugabe von 5 µl Lysozymlösung (10 mg / ml mM Tris-HCL, pH 8) erfolgte ein Inkubieren des Pellets für 15 Minuten bei 37 °C. Nach anschließendem Hinzufügen von 200 µl Binding Buffer und 40 µl Proteinase-K-Lösung wurde die Probe für 10 Minuten bei 70 °C inkubiert (Proteinase-K war im Lieferumfang enthalten, diese wurde nach Herstellerangaben in bidest. Wasser gelöst, aliquotiert und anschließend tiefgekühlt gelagert). Nach Zugabe von 100 µl Isopropanol wurde die Probe gut gemischt.

Die Reinigung der DNA wurde über Filter durchgeführt, welche ebenfalls Bestandteile des Kits waren. Hierfür wurde für jede Probe ein Filter Tube in ein Collection Tube gesetzt und beschriftet und in den jeweiligen Filter Tube wurde Probenflüssigkeit pipettiert. Die Filter Tube/ Collection Tube-Einheit wurden anschließend bei 8.000 rpm eine Minute lang zentrifugiert, das Collection Tube mit dem Filtrat verworfen und das Filter Tube in ein neues Collection Tube eingesetzt. Nach Zugabe von 500 µl Inhibitor Removal Buffer erfolgte ein Zentrifugieren bei 8.000 rpm bei 1 Minute. Anschließend wurden 500 µl Wash Buffer hinzugegeben und bei 8.000 rpm für 1 Minute zentrifugiert. Das Filtrat wurde weggegossen und die Filter Tube / Collection Tube-Einheit blieb aufgesteckt. Dieser Vorgang wurde ein weiteres Mal durchgeführt. Anschließend wurde das Filtrat weggegossen und die Filter Tube / Collection Tube-Einheit 10 Sekunden bei maximaler Umdrehungszahl zentrifugiert. Das Collection Tube mit dem restlichen Filtrat wurde verworfen und das Filter Tube in ein steriles 1,5 ml-Eppendorfgefäß gesetzt. Es folgte ein zweimaliges Hinzufügen von 50 µl auf 70 °C vorgewärmter Elution Buffer. Die eluierte DNA befand sich somit im Eppendorfgefäß und konnte direkt verwendet werden.

Auswahl der Primer

Basierend auf WANG et al. (2002) wurden drei Primer ausgewählt: die Primer „23SF und 23SR“ um die 23S rRNA für das Genus *Campylobacter* zu identifizieren, für die Spezies *C. jejuni* „CJF und CJR“ für das *hipO*-Gen und für die Spezies *C. coli* (*glyA*-Gen) die Primer „CCF und CCR“.

Tabelle 3.5: Primersequenzen für die Multiplex-PCR und die erwarteten Größen ihrer Produkte
(nach WANG et al. 2002)

Primer	Größe (in bp)	Sequenz (5´-3´)	GenBank accession no.	Zielgen	Genort (bp)
CCF CCR	126	GTAAAACCAAAGCTTATCGTG TCCAGCAATGTGTGCAATG	AF136494	<i>Campylobacter coli glyA</i>	337-357 462-444
CJF CJR	323	ACTTCTTTATTGCTTGCTGC GCCACAACAAGTAAAGAAGC	Z36940	<i>Campylobacter jejuni hipO</i>	1662-1681 1984-1965
23SF 23SR	650	TATACCGGTAAGGAGTGCTGGA G ATCAATTAACCTTCGAGCACCG	Z29326	<i>Campylobacter 23S rRNA</i>	3807-3829 4456-4435

A=Adenin, C=Cytosin, G=Guanin, T=Thymin

3.6.2 Die durchgeführte PCR

Es wurden zwei PCR durchgeführt. Die erste diente der Identifizierung des Genus *Campylobacter* anhand des 23 S rRNA Gens. Die Unterscheidung der Gene *hipO* von *C. jejuni* und *glyA* von *C. coli* erfolgte mittels Duplex-PCR.

Hierfür wurde wie folgt vorgegangen:

3.6.2.1 Identifizierung des Genus *Campylobacter*

Die PCR wurde nach WANG et al. (2002) durchgeführt.

25 µl der PCR Reaktion setzten sich zusammen aus:

- 200 µM Deoxynucleosid Triphosphat
- 10x Reaktionspuffer (500 mM Tris-HCl, 50 mM (NH₄)₂SO₄ und 20 mM MgCl₂)
- 0.5 µm von jedem Primer (23SF und 23 SR)
- 0.5 Einheiten FastStart® Taq DNA Polymerase (Roche Diagnostics, GmbH, Mannheim)
- 2.5 µl der Template-DNA

Die DNA Amplifikation erfolgte in einem Thermocycler (Primus 96 plus, MWG®) nach folgender Reihenfolge:

- Erste Denaturierung bei 95 °C für 6 Minuten
- 30 Zyklen der Amplifikation
 - Denaturierung bei 95 °C für 0,5 Minuten
 - Annealing bei 61 °C für 0,5 Minuten
 - Extension bei 72 °C für 0,5 Minuten
 - Letzte Extension bei 72 °C für 7 Minuten

3.6.2.2 Differenzierung zwischen *Campylobacter jejuni* und *Campylobacter coli*

Mit einer Duplex-PCR wurden auf die Gene *hipO* für *C. jejuni* und *glyA* für *C. coli* untersucht. Auch hier wurde nach der Methode von WANG et al. (2002) vorgegangen.

25 µl der PCR Reaktion setzten sich zusammen aus:

- 200 µM Deoxynucleosid Triphosphat
- 10x Reaktionspuffer (500 mM Tris-HCl, 100 mM KCl, 50 mM (NH₄)₂SO₄ und 20 mM MgCl₂)
- 0.5 µm von jedem Primer für *C. jejuni* (CJF und CJR)
- 1 µM von jedem Primer für *C. coli* (CCF und CCR)
- 0.5 Einheiten FastStart® Taq DNA Polymerase (Roche Diagnostics, GmbH, Mannheim)
- 2.5 µl der Template-DNA

Die DNA Amplifikation erfolgte in einem Thermocycler (Primus 96 plus, MWG®):

- Erste Denaturierung bei 95 °C für 6 Minuten
- 30 Zyklen der Amplifikation
 - Denaturierung bei 95 °C für 0,5 Minuten
 - Annealing bei 61 °C für 0,5 Minuten
 - Extension bei 72 °C für 0,5 Minuten
 - Letzte Extension bei 72 °C für 7 Minuten

3.7 Statistische Auswertung

Gesamtkeimzahl

Die Gesamtkeimzahl wurde getrennt nach den Probennahmepositionen und Zeitpunkten ausgewertet. Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), Minimum (x_{\min}), Maximum (x_{\max}) und Standardabweichung (s) der logarithmierten GKZ-Werte wurden getrennt nach den einzelnen Proben Tagen erhoben. Für die statistische Auswertung wurden die Proben tage 1 und 2 (mit Wasser) sowie die Proben tage 3 und 4 (mit D-Mittel) zusammengefasst.

Die statistischen Berechnungen wurden mittels IBM SPSS Statistics 20 durchgeführt. Bei den Berechnungen wurde zum Vergleich der Mediane eine einfaktorielle ANOVA (analysis of variance) genutzt, bei der folgende Nullhypothese galt: die Verteilung der Gesamtkeimzahl ist über die Kategorien (D-Mittel nein / ja) gleich. P-Werte < 0,05 wurden als signifikant betrachtet. Diese Berechnungen wurden immer im Zusammenhang mit den nachgewiesenen Medianwerten ausgewertet.

Enterobacteriaceae und Staphylokokken

Mit Hilfe von Chi-Quadrat-Tests wurden Häufigkeiten berechnet und geprüft, ob in Proben, die an Tagen genommen wurden, bei denen mit Wasser gereinigt und desinfiziert wurde, häufiger Enterobacteriaceae oder Staphylokokken nachgewiesen werden als in Proben mit dem D-Mittel. Diese Auswertungen wurden getrennt nach den Probenzeitpunkten und Probennahmepositionen vorgenommen. Auch hier galten p-Werte $<0,05$ als signifikant. Waren die p-Werte über diesem Wert, lagen keine statistisch belegbaren Unterschiede zwischen den Proben mit Wasser (Tage 1 und 2) und den Proben mit dem D-Mittel (Tage 3 und 4) vor.

Des Weiteren wurden für die Proben mit signifikanten p-Werten Odds Ratios (OR) berechnet. Diese Odds geben eine Chance wieder und sind als Faktor zu sehen, um den die Chance steigt, wenn eine Exposition vorliegt (KREIENBROCK 2000). Werte >1 deuten auf eine erhöhte Wahrscheinlichkeit hin, Werte <1 bezeichnen eine geringere Wahrscheinlichkeit (SERGEANT und PERKINS 2015). Die Odds Ratios wurden für alle Proben, die zum gleichen Zeitpunkt und an der gleichen Lokalisation genommen wurden, berechnet, die beiden Probenstage mit Wasser (Tage 1 und 2) gegen die beiden Probenstage mit dem D-Mittel (Tage 3 und 4).

4. Ergebnisse

4.1 Die Tage

Es wurden je zwei Tage mit Wasser und zwei Tage mit dem D-Mittel (0,16%-ig) beprobt. Die Probennahmetage waren:

Tag 1: 27.05.2014 (mit Wasser)

Tag 2: 12.06.2014 (mit Wasser)

Tag 3: 23.09.2014 (mit D-Mittel)

Tag 4: 08.01.2015 (mit D-Mittel)

Die Tage 1 und 2 wurden mit Wasser als Zwischenreinigung (ca. 55-60°C) durchgeführt. An den Tagen 3 und 4 wurden die Geräteoberflächen mit dem D-Mittel besprüht. Die Proben wurden vor Beginn der Schlachtung, im laufenden Betrieb (außer am Bauchschneider) und nach Ende der Schlachtung genommen.

Insgesamt wurden 1019 Proben genommen und untersucht. Die Proben setzten sich aus Oberflächenbeprobungen (Kloakenbohrer, Bauchschneider, Ausnehmer und Lungensauger) und perikloakalen Hautproben (nach Kloakenbohrer, nach Bauchschneider und nach Lungensauger) zusammen.

Tabelle 4.1: untersuchte Probenqualitäten

Tag	R & D	Anzahl Geräteoberflächenproben pro Tag	Anzahl perikloakale Hautproben pro Tag	Proben insgesamt
27.05.2014	Wasser	161	90	251
12.06.2014	Wasser	165	90	255
23.09.2014	D-Mittel	166	91	257
08.01.2015	D-Mittel	166	90	256
gesamt		658	361	1019

Die **fettgedruckten Werte** kennzeichnen den jeweils höchsten nachgewiesenen Wert, signifikante Unterschiede zu diesem Zeitpunkt sind **fettgedruckt und unterstrichen**.

4.2 Gesamtkeimzahl

4.2.1 Geräte

4.2.1.1 Kloakenbohrer

Median und Mittelwert: die Tage 1, 2 und 3 begannen jeweils mit einen Median von log 0,37, im Verhältnis dazu startete der Tag 4 (mit D-Mittel) mit einem Median von log 1,95 mit einer höheren Keimbelastung. Auch zu den Zeitpunkten 2 und 3 wurde der höchste Median an Tag 4 nachgewiesen, zu den Zeitpunkten 1 und 4 lag der höchste Median am Tag 3 (mit D-Mittel). Somit lagen die Medianwerte der Tage unter Verwendung des D-Mittels über den Werten der Tage, an denen Wasser verwendet wurde.

Die Mittelwerte verhielten sich ähnlich wie die Medianwerte. Zu den Zeitpunkten 0, 1, 2 und 3 waren sowohl Median als auch Mittelwert am gleichen Tag die höchsten Werte, nur zum Zeitpunkt 4 lagen der höchste Median an Tag 3 (log 1,97, mit D-Mittel) und der höchste Mittelwert an Tag 2 (log 1,88, mit Wasser) vor.

Maximum: die Maximalwerte verhielten sich ähnlich wie die Medianwerte. Zu den Zeitpunkten 0 und 3 lag das höchste Maximum an Tag 4 (mit D-Mittel, log 2,68 und log 3,02), zu den Zeitpunkten 1 und 2 an Tag 1 (mit Wasser, log 3,20 und log 4,01) und nur zum Zeitpunkt 4 wurde der höchste Maximalwert an Tag 3 (mit D-Mittel) nachgewiesen (log 2,59).

Signifikanzen: am Kloakenbohrer wurden signifikante Unterschiede zwischen den Proben mit Wasser (Tage 1 und 2 zusammen) und mit dem D-Mittel (Tage 3 und 4 zusammen) nur zum Zeitpunkt 3 nachwiesen (p-Wert: 0,027). Die Proben mit dem D-Mittel zeigten hier die höheren Medianwerte (Tab. 4.2).

Tabelle 4.2: Kloakenbohrer: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) der GKZ nach Tagen und Probenzeitpunkten

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	0,37	0,37	0,37	1,95
	\bar{x}	0,84	0,73	0,42	1,87
	x_{\min}	0,37	0,37	0,37	1,03
	x_{\max}	2,23	1,73	0,90	2,68
	s	0,67	0,50	0,17	0,42
p-Wert	0,148				
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	0,64	0,90	1,17	1,02
	\bar{x}	1,13	0,97	1,16	0,83
	x_{\min}	0,37	0,37	0,37	0,37
	x_{\max}	3,20	2,27	2,68	1,33
	s	1,01	0,65	0,72	0,42
	p-Wert	0,812			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	n	10	9	10	10
	\tilde{x}	1,08	1,63	1,23	1,77
	\bar{x}	1,45	1,54	1,23	1,69
	x_{\min}	0,37	0,37	0,37	1,13
	x_{\max}	4,01	3,94	1,86	2,13
	s	1,28	1,15	0,47	0,38
	p-Wert	0,534			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	n	10	10	9	10
	\tilde{x}	0,37	1,17	1,03	1,62
	\bar{x}	0,62	1,14	0,90	1,82
	x_{\min}	0,37	0,37	0,37	1,03
	x_{\max}	1,51	2,00	1,43	3,02
	s	0,43	0,50	0,42	0,64
	p-Wert	0,027			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	1,45	1,68	1,97	1,82
	\bar{x}	1,50	1,88	1,87	1,76
	x_{\min}	1,13	1,57	1,38	1,03
	x_{\max}	2,02	2,40	2,59	2,27
	s	0,32	0,33	0,41	0,33
	p-Wert	0,291			

Abbildung 4.1 zeigt die Mediane der Gesamtkeimzahl am Kloakenbohrer zu den unterschiedlichen Zeitpunkten. Hier wird deutlich, dass an Tag 4 mit einer hohen GKZ gestartet wurde (log 1,95). Zum Zeitpunkt 2 stiegen die Werte an allen vier Tagen erklärlicher Weise an und sanken zum Zeitpunkt 3 wieder ab. Nach Ende der Schlachtung zeigte sich ein Anstieg der Mittelwerte an allen vier Tagen, sogar bis hin zu einer log-Stufe (an Tag 1, von log 0,37 auf log 1,45) (Abb. 4.1).

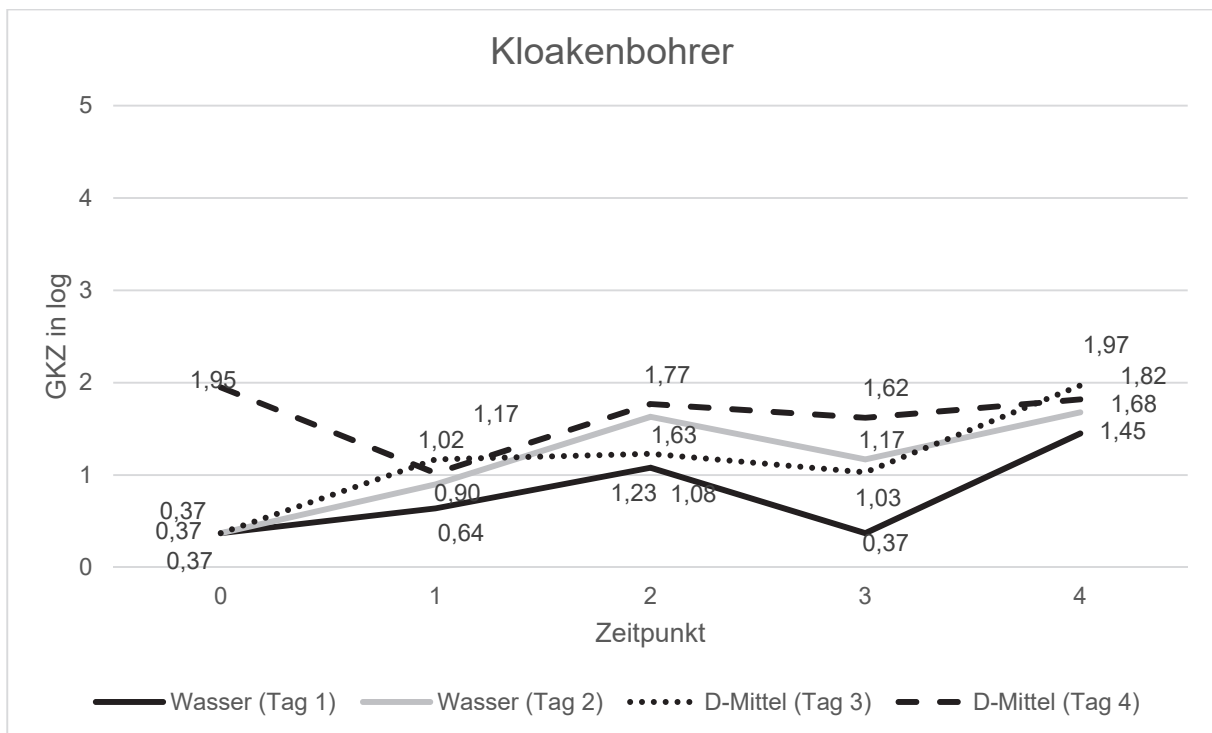


Abbildung 4.1: Kloakenbohrer: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen

4.2.1.2 Bauchschneider

Da es sich beim Bauchschneider um eine bewegliche Klinge handelt, wurde dieser nur im stehenden Zustand beprobt, vor Schlachtbeginn (Zeitpunkt 0) und nach Schlachtende (Zeitpunkt 4).

Median und Mittelwert: bei der Beprobung vor Beginn der Schlachtung (Zeitpunkt 0) lag der Median an allen vier Tagen bei log 0,63. Nach Schlachtende wurde mit log 3,35 der höchste Median an Tag 1 (mit Wasser) nachgewiesen. Die Medianwerte der Tage mit Wasser (1 und 2) lagen zum Zeitpunkt 4 über den Werten der Tage mit dem D-Mittel.

Zum Zeitpunkt 0 zeigte sich am Bauchschneider, dass die Mittelwerte über den Medianen lagen. Der höchste Mittelwert wurde zum Zeitpunkt 0 an Tag 1 (mit Wasser, log 1,05)

nachgewiesen, zum Zeitpunkt 4 lag wie auch der Median der höchste Mittelwert an Tag 1 (mit Wasser) vor.

Maximum: vor Beginn der Schlachtung wurde an Tag 4 (mit D-Mittel) das höchste Maximum erreicht (log 2,23), nach Schlachtende lag es mit log 4,53 an Tag 1 (mit Wasser).

Signifikanzen: signifikante Unterschiede waren am Bauchschneider zwischen den Tagen mit Wasser und mit dem D-Mittel zum Zeitpunkt 4 nachweisbar, der p-Wert lag bei $< 0,001$. Die Mediane der Tage mit Wasser lagen über den Werten der Tage mit dem D-Mittel (Tab. 4.3).

Tabelle 4.3: Bauchschneider: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) der GKZ nach Tagen und Probenzeitpunkten

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
	n	8	8	8	10
	\tilde{x}	0,63	0,63	0,63	0,63
	\bar{x}	1,05	0,91	0,63	0,93
	x_{\min}	0,63	0,63	0,63	1,03
	x_{\max}	2,11	2,02	0,63	2,23
	s	0,62	0,53	0	0,33
	p-Wert	0,402			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	n	8	8	9	8
	\tilde{x}	3,35	2,85	2,60	1,52
	\bar{x}	3,33	2,76	2,45	1,42
	x_{\min}	2,34	2,21	1,75	0,63
	x_{\max}	4,53	3,31	3,10	2,32
	s	0,72	0,46	0,40	0,72
	p-Wert	<u>$\leq 0,001$</u>			

Abbildung 4.2 zeigt den Median der Gesamtkeimzahl am Bauchschneider vor und nach der Schlachtung. Hier wurde ein Anstieg der GKZ deutlich, an den Tagen mit Wasser ausgeprägter als an den Tagen, an denen das D-Mittel zum Einsatz kam (Abb. 4.2).

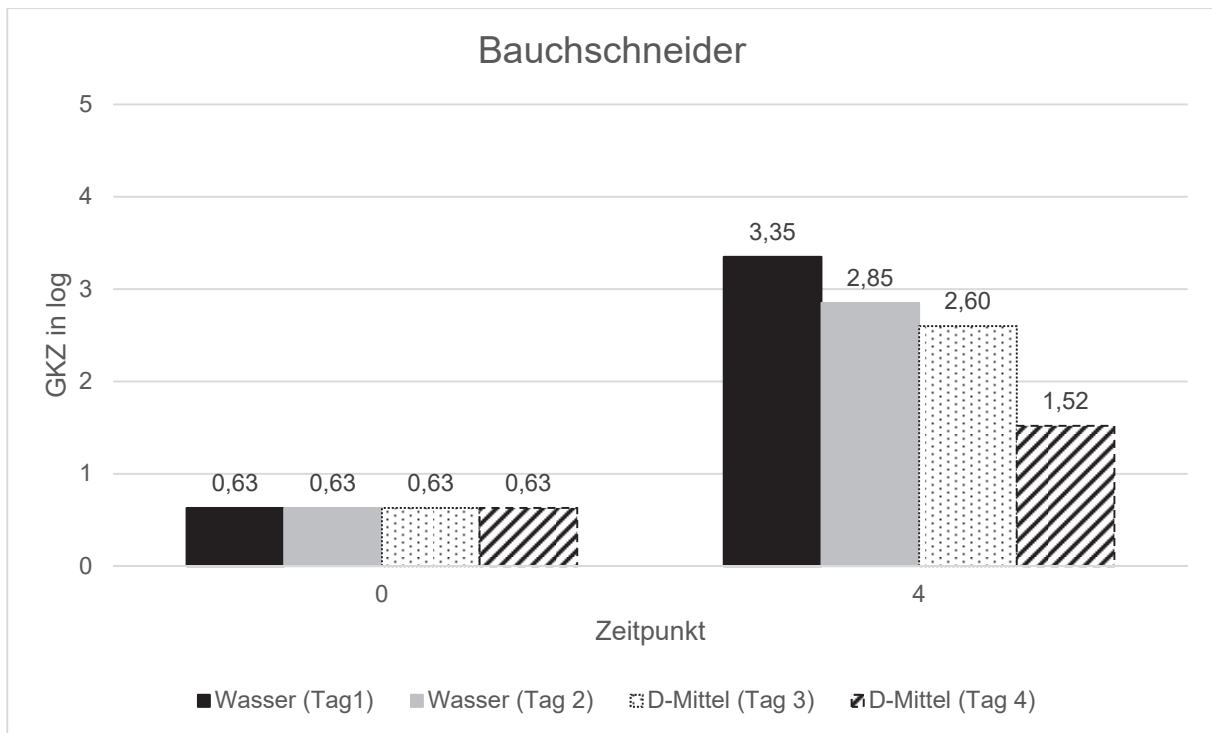


Abbildung 4.2: Bauchschneider: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen

4.2.1.3 Ausnehmer

Der Ausnehmer zeigte von allen Geräten die höchsten GKZ-Werte.

Median und Mittelwert: wie schon beim Kloakenbohrer lag auch beim Ausnehmer zum Zeitpunkt 0 der höchste Median an Tag 4 (mit D-Mittel) vor. Nach Beginn der Schlachtung stiegen die GKZ-Werte stark an, zum Zeitpunkt 1 lag der höchste Median bei log 3,47 (Tag 3, mit D-Mittel), und zu den Zeitpunkten 2 und 3 an Tag 4 (mit D-Mittel, log 3,45 und log 3,05). Zum Ende der Schlachtung wurde der höchste Median an einem Tag mit dem D-Mittel (Tag 4) nachgewiesen (log 3,70).

Beim Mittelwert lag der höchste zum Zeitpunkt 0 nachgewiesene Wert an Tag 1 (log 1,39, mit Wasser). Zum Zeitpunkt 1 lag der höchste Mittelwert mit log 3,45 an Tag 1, einem Tag mit Wasser. Zu den Zeitpunkten 2 und 3 war wie der Median auch der Mittelwert an Tag 4 (mit D-Mittel) nachgewiesen worden (log 3,40 und log 3,14). Der höchste Mittelwert zum Zeitpunkt 4 lag aber mit log 3,81 an Tag 3 vor.

Maximum: schon vor Beginn der Schlachtung wurden Maximalwerte von log 3,33 nachgewiesen (Tag 1, mit Wasser). Nach Beginn der Schlachtung stiegen die Werte an, mit einem Maximum von log 5,61 (Tag 1). Zu den Zeitpunkten 2, 3 und 4 wurden die höchsten Maximalwerte an Tag 4 (mit D-Mittel) nachgewiesen (log 4,78, log 4,37 und log 5,10).

Signifikanzen: am Ausnehmer waren keine signifikanten Unterschiede berechenbar (Tab. 4.4).

Tabelle 4.4: Ausnehmer: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Tagen und Probenzeitpunkten

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	0,56	0,56	0,56	1,08
	\bar{x}	1,39	0,89	0,56	1,22
	x_{\min}	0,56	0,56	0,56	0,56
	x_{\max}	3,33	1,41	0,56	2,27
	s	1,11	0,42	0	0,73
p-Wert	0,346				
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	n	10	10	10	11
	\tilde{x}	3,15	2,89	3,47	2,77
	\bar{x}	3,45	3,00	3,23	3,15
	x_{\min}	2,88	2,67	1,59	2,22
	x_{\max}	5,61	3,80	4,84	4,43
	s	0,81	0,35	1,06	0,79
	p-Wert	0,825			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	3,31	2,91	2,17	3,45
	\bar{x}	3,10	2,98	2,29	3,40
	x_{\min}	0,56	2,60	1,29	2,41
	x_{\max}	4,74	3,81	3,13	4,78
	s	1,20	0,37	0,62	0,71
	p-Wert	0,490			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	2,89	3,10	2,29	3,05
	\bar{x}	2,90	3,11	2,41	3,14
	x_{\min}	2,04	2,51	1,65	2,11
	x_{\max}	4,00	3,89	3,52	4,37
	s	0,54	0,40	0,98	0,87
	p-Wert	0,516			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	n	8	10	10	9
	\tilde{x}	3,53	3,47	3,62	3,70
	\bar{x}	3,48	3,60	3,81	3,77
	x_{\min}	3,14	3,15	2,90	2,91
	x_{\max}	3,84	4,52	4,71	5,10
	s	0,25	0,50	0,64	0,71
	p-Wert	0,271			

Abbildung 4.3 zeigt den Median der GKZ am Ausnehmer im Verlauf des Schlachttages. Es zeigte sich ein Anstieg der GKZ gleich zu Beginn der Schlachtung. An Tag 1 (Wasser) sank die GKZ zum Zeitpunkt 3 (log 2,89), stieg aber nach Schlachtende wieder leicht an (log 3,53). Ein ähnliches Verhalten zeigte sich an Tag 4 und Tag 3 (mit D-Mittel), an Tag 3 sank die GKZ zwischen Zeitpunkt 1 und 2 von log 3,47 auf log 2,17. Allerdings stieg auch hier der Wert nach Schlachtende auf log 3,62 (Abb. 4.3).

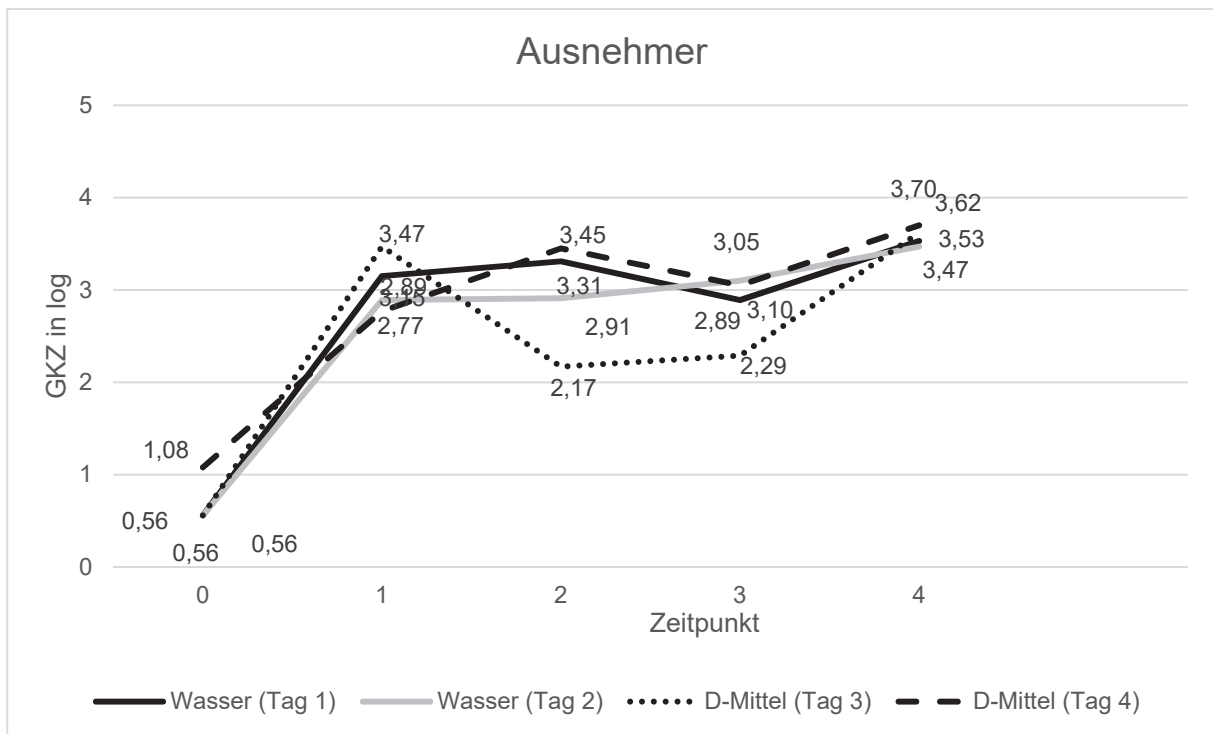


Abbildung 4.3: Ausnehmer: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttages an den vier Tagen

4.2.1.4 Lungensauger

Median und Mittelwert: Auch beim Lungensauger zeigte sich vor Schlachtbeginn an Tag 4 (mit Wasser) der höchste Median (log 0,92). Zum Zeitpunkt 1 lag der höchste Median mit log 1,99 an Tag 1 vor, und auch zu den Zeitpunkten 2 und 3 wurde der höchste Median an Tag 1 (mit Wasser) nachgewiesen (log 1,88 und log 2,30), zum Zeitpunkt 4 war es an Tag 3 (mit D-Mittel, log 4,02).

Zum Zeitpunkt 0 lag auch der höchste Mittelwert mit log 0,95 an Tag 4 (mit D-Mittel) vor, zu den Zeitpunkten 1, 2, und 3 lag er an Tag 1 (Zeitpunkt 1: log 1,99, Zeitpunkt 2: log 1,88, Zeitpunkt 3: log 2,30). Zum Zeitpunkt 4 lag mit log 3,88 der höchste Mittelwert an Tag 4 (mit D-Mittel). Somit ist ein Anstieg der Werte über den Tag deutlich. Auch die Mittelwerte der anderen Tage erreichten ihren höchsten Wert zum Zeitpunkt 4, wobei die Mittelwerte der Tage mit dem D-Mittel im Tagesverlauf (Zeitpunkte 1, 2 und 3) über den Werten der Tage 1 und 2 lagen.

Maximum: die Maximalwerte beim Lungensauger lagen vor Beginn der Schlachtung (Zeitpunkt 0) bei log 1,58 am Tag 1 (mit Wasser) und stiegen mit dem Schlachtbeginn auf bis zu log 4,15 an (Tag 4, mit D-Mittel). Zu den Zeitpunkten 2 und 3 lagen die Maximalwerte an Tag 1 (log 3,65 und log 3,67), zum Zeitpunkt 4 lagen sie mit log 4,81 an Tag 2 (mit Wasser).

Signifikanzen: Am Lungensauger waren an den Zeitpunkten 1, 2, 3 und 4 signifikante Unterschiede zwischen den Probetagen mit Wasser und mit dem D-Mittel berechenbar. Zu den Zeitpunkten 1, 2 und 3 wurden an den Tagen 1 und 2 (mit Wasser), zum Zeitpunkt 4 an den Tagen 3 und 4 (mit D-Mittel) die höheren Werte nachgewiesen (Tab. 4.5).

Tabelle 4.5: Lungensauger: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Tagen und Probenzeitpunkten

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	0,41	0,41	0,41	0,92
	\bar{x}	0,76	0,41	0,50	0,95
	x_{\min}	0,41	0,41	0,41	0,41
	x_{\max}	1,58	0,41	1,35	1,50
	s	0,47	0	0,18	0,45
	p-Wert	0,075			
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	1,99	1,87	0,41	1,62
	\bar{x}	2,08	1,73	0,62	1,80
	x_{\min}	1,50	0,41	0,41	0,41
	x_{\max}	3,03	2,15	1,88	4,15
	s	0,51	0,54	0,48	1,10
	p-Wert	0,004			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	1,88	1,69	0,41	1,05
	\bar{x}	2,11	1,69	0,74	1,33
	x_{\min}	0,98	1,20	0,41	0,41
	x_{\max}	3,65	2,08	1,35	3,40
	s	0,89	0,31	0,43	0,91
	p-Wert	< 0,001			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	2,30	1,44	0,70	1,33
	\bar{x}	2,37	1,45	0,97	1,44
	x_{\min}	1,46	0,41	0,41	0,41
	x_{\max}	3,67	2,29	2,43	2,49
	s	0,78	0,51	0,73	0,66
	p-Wert	0,007			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	n	7	10	10	10
	\tilde{x}	3,11	3,34	4,02	3,90
	\bar{x}	3,14	3,30	3,75	3,88
	x_{\min}	2,58	2,27	2,19	2,56
	x_{\max}	3,58	4,81	4,44	4,65
	s	0,39	0,74	0,77	0,54
	p-Wert	< 0,001			

Der Median des Lungensaugers im Verlaufe des Schlachttages zeigte einen deutlichen Anstieg. Besonders niedrig waren die Werte der GKZ an Tag 3, hier zeigte sich ein gleichbleibender Wert von log 0,41 bis zum Zeitpunkt 2, danach ein geringer Anstieg auf log 0,70. Erst nach Ende der Schlachtung gab es einen Sprung auf log 4,02. Einen deutlichen Sprung machten auch die Werte an Tag 4, hier gab es einen Anstieg von log 1,33 zum Zeitpunkt 3 auf log 3,90 zum Zeitpunkt 4 (Abb. 4.4).

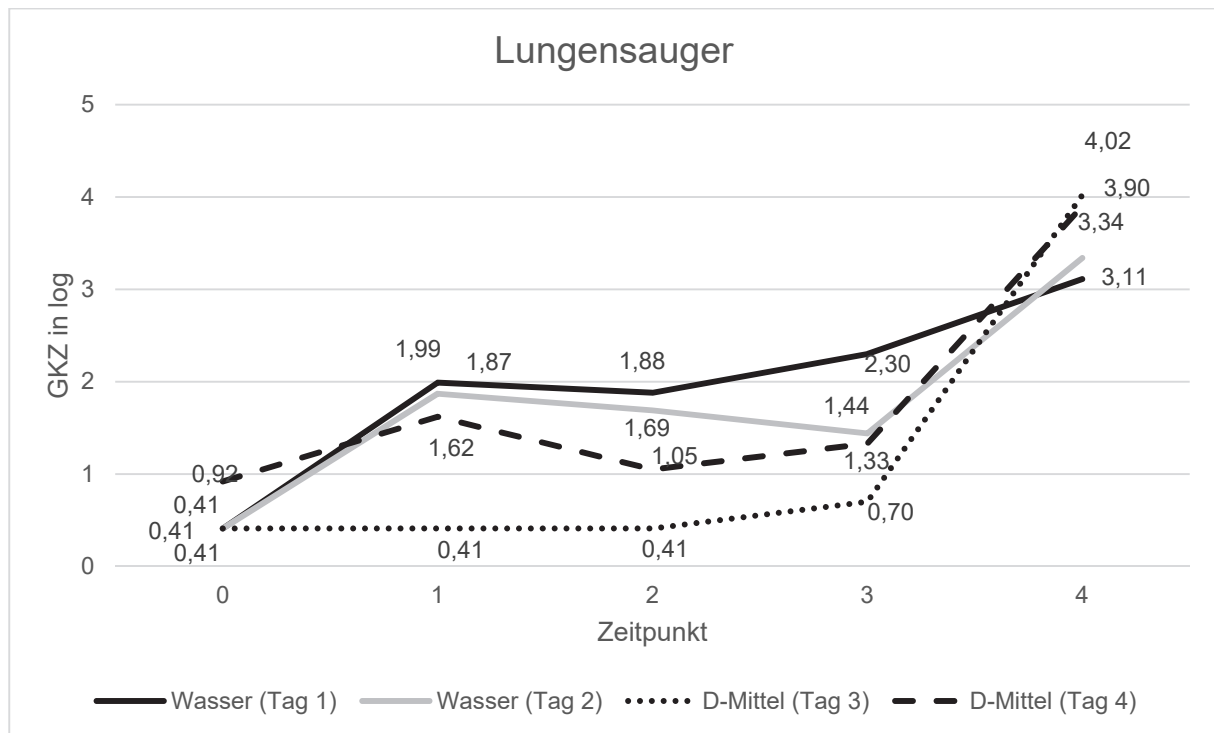


Abbildung 4.4: Lungensauger: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttages an den vier Tagen

4.2.2 Perikloakale Haut

4.2.2.1 Haut nach Behandlung mittels Kloakenbohrer

Median und Mittelwert: Betrachtet man die Medianwerte der perikloakalen Haut, die hinter dem Kloakenbohrer genommen wurde, lagen diese zwischen log 3,65 und log 4,20. Der Median an Tag 1 (mit Wasser) stieg zum Zeitpunkt 2 auf log 4,15 an, sank aber zum Zeitpunkt 3 wieder auf log 3,83. An Tag 2 (mit Wasser) zeigte sich ein Anstieg der Mediane über den Schlachttag.

Die Mittelwerte lagen zwischen log 3,59 und log 4,26. Die höchsten Mittelwerte lagen hier über den Medianen. Mediane und Mittelwerte lagen dicht beieinander. Zum Zeitpunkt 1 lag der höchste Mittelwert an Tag 2 (mit Wasser, log 4,05), zum Zeitpunkt 2 lag der höchste Mittelwert wie auch der höchste Median an Tag 1 (log 4,20, mit Wasser) und zum Zeitpunkt 3 lag der höchste Mittelwert an Tag 2 (mit Wasser, log 4,26).

Maximum: alle höchsten Maximalwerte wurden am Probennahmetag 2 (mit Wasser) nachgewiesen, was für einen höheren Keimgehalt der beprobten Herde spricht. So lag zum Zeitpunkt 1 das Maximum bei log 5,83, zum Zeitpunkt 2 das Maximum bei log 5,05 und zum Zeitpunkt 3 das Maximum mit log 5,47 am höchsten.

Signifikanzen: bei den Hautproben, die nach dem Kloakenbohrer entnommen wurden, waren signifikante Unterschiede zwischen den Proben mit Wasser und mit dem D-Mittel zum Zeitpunkt 2 berechenbar (p-Wert: 0,013): die Mediane der Tage mit Wasser waren mit log 4,15 und log 3,99 höher als die der Tage mit dem D-Mittel (log 3,84 und log 3,69) (Tab. 4.6).

Tabelle 4.6: nach dem Kloakenbohrer: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Probennahmetagen und Probenzeitpunkten Haut

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
	n	10	10	11	10
	\tilde{x}	3,70	3,80	3,65	3,86
	\bar{x}	3,63	4,05	3,59	3,93
	x_{\min}	2,56	3,52	3,12	3,38
	x_{\max}	4,50	5,83	4,24	4,90
	s	0,64	0,98	0,29	0,42
	p-Wert	0,457			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	4,15	3,99	3,84	3,69
	\bar{x}	4,20	4,08	3,79	3,75
	x_{\min}	3,86	3,43	3,16	3,26
	x_{\max}	4,85	5,05	5,04	4,40
	s	0,34	0,51	0,50	0,33
	p-Wert	0,013			
	dazwischen: unbekannte Herden				
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	3,83	4,20	3,89	3,92
	\bar{x}	3,87	4,26	3,95	3,95
	x_{\min}	3,28	3,44	3,67	3,66
	x_{\max}	4,49	5,47	4,90	4,40
	s	0,39	0,63	0,34	0,24
	p-Wert	0,561			

Die Grafik zeigt die Medianwerte der Gesamtkeimzahl der perikloakalen Haut hinter dem Kloakenbohrer zu den Zeitpunkten 1, 2 und 3. Zum Zeitpunkt 2 lagen die Medianwerte der Tage mit dem D-Mittel unter den Werten der Tage mit Wasser (Abb. 4.5).

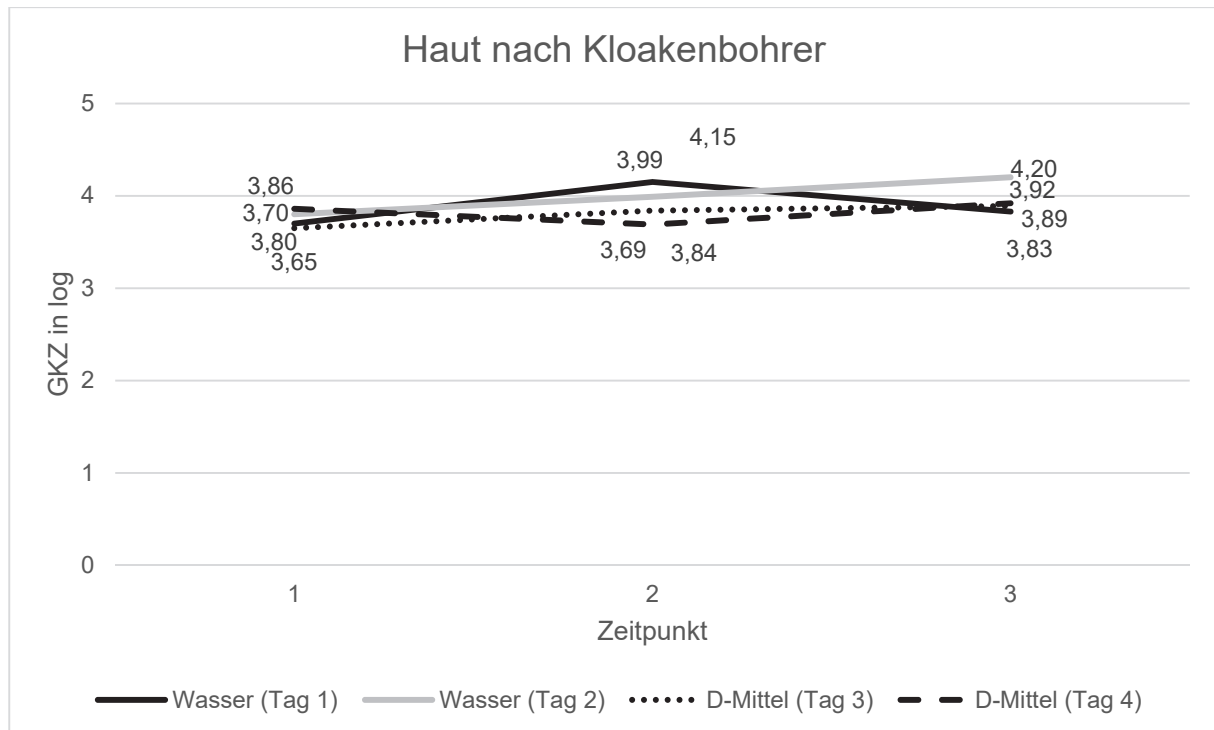


Abbildung 4.5: Haut nach Kloakenbohrer: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen

4.2.2.2 Haut nach Behandlung mittels Bauchsneider

Median und Mittelwert: die Mediane lagen bei der Haut nach dem Bauchsneider zwischen log 3,50 und log 4,44. Zum Zeitpunkt 1 lag der höchste Median mit log 4,00 an Tag 4 (mit D-Mittel), zum Zeitpunkt 2 lag er mit log 4,18 an Tag 2 (mit Wasser) und zu Zeitpunkt 3 lag er mit log 4,44 an Tag 1 (mit Wasser).

Auch hier lagen Mediane und Mittelwerte sehr dicht beieinander. Die Mittelwerte lagen zwischen log 3,64 und log 4,46. Der höchste nachgewiesene Mittelwert lag zum Zeitpunkt 1 an Tag 1 und Tag 4 (jeweils log 4,07), zum Zeitpunkt 2 an Tag 2 (log 4,16, mit Wasser) und zum Zeitpunkt 3 an Tag 1 (log 4,46, mit D-Mittel). Die höchsten Mediane und die höchsten Mittelwerte zeigten einen Anstieg im Tagesverlauf.

Maximum: die Maximalwerte waren bei der Haut nach dem Bauchsneider an Tag 4 (Zeitpunkt 1, log 5,52), und Tag 1 (Zeitpunkt 2: log 5,41, Zeitpunkt 3: log 5,10) am höchsten.

Signifikanzen: bei den perikloakalen Hautproben, die nach dem Bauchschneider genommen wurden, zeigten sich signifikanten Unterschiede zum Zeitpunkt 1 (p-Wert 0,048) und zum Zeitpunkt 3 (p-Wert 0,036), wobei die Tage mit Wasser (Tage 1 und 2) die höheren Medianwerte zeigten (Tab. 4.7).

Tabelle 4.7: Haut nach dem Bauchschneider: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Probennahmetagen und Probenzeitpunkten

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	3,88	3,98	3,50	4,00
	\bar{x}	4,06	4,07	3,64	4,07
	x_{\min}	3,44	3,80	3,37	3,46
	x_{\max}	5,01	4,83	4,61	5,52
	s	0,50	0,30	0,39	0,60
	p-Wert	0,048			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	n	10	10	11	10
	\tilde{x}	3,72	4,18	3,85	3,80
	\bar{x}	3,90	4,16	3,74	3,80
	x_{\min}	3,22	3,41	3,15	3,42
	x_{\max}	5,41	5,24	4,00	4,08
	s	0,61	0,62	0,26	0,22
	p-Wert	0,315			
	dazwischen: unbekannte Herden				
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	4,44	4,04	3,95	3,97
	\bar{x}	4,46	4,00	4,05	3,86
	x_{\min}	3,73	3,38	3,66	3,27
	x_{\max}	5,10	4,56	4,77	4,17
	s	0,46	0,34	0,49	3,86
	p-Wert	0,036			

Die Mediane aller perikloakalen Hautproben nach den Tagen verteilt, verhielten sich unterschiedlich. An Tag 1 sanken die Werte von Zeitpunkt 1 (log 3,88) auf Zeitpunkt 2 (log 3,72) ab, stiegen zum Zeitpunkt 3 (log 4,44) wieder an. An Tag 2 stiegen die Werte zum Zeitpunkt 2 (log 4,18) an und sanken anschließend wieder (log 4,04). An Tag 3 war ein

Anstieg der Werte ersichtlich (log 3,50, log 3,85 und log 3,95). An Tag 4 sanken die Werte leicht zum Zeitpunkt 2 (log 3,80) um dann zum Zeitpunkt 3 wieder anzusteigen (log 3,97). Nur zum Zeitpunkt 3 lagen die Mediane der beiden Tage mit dem D-Mittel unter den Werten mit Wasser (Abb. 4.6).

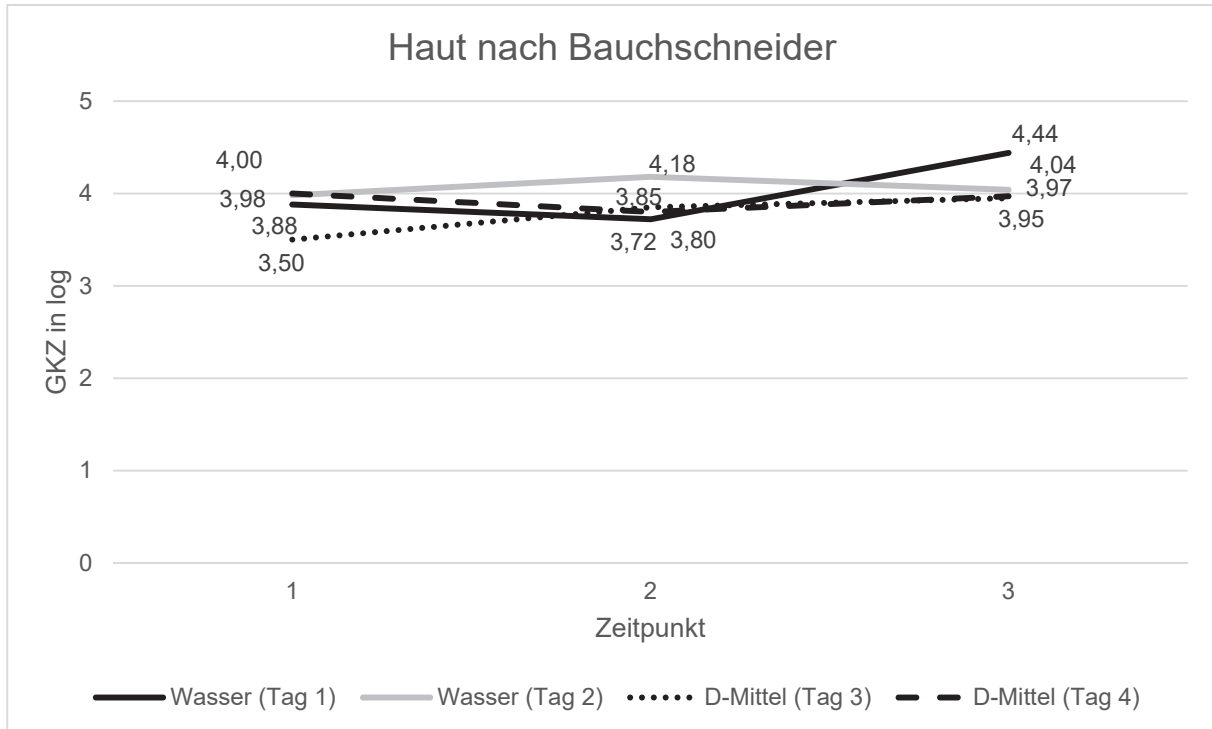


Abbildung 4.6: Haut nach Bauchsneider: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen

4.2.2.3 Haut nach Behandlung mittels Ausnehmer

Median und Mittelwert: die Mediane lagen zwischen log 3,67 und log 4,60. Die höchsten Werte lagen bei der Haut nach dem Ausnehmer mit log 4,59 zum Zeitpunkt 1 an Tag 3 (mit D-Mittel) und am Zeitpunkt 2 mit log 4,60 an Tag 1 (mit Wasser) vor. Auch zum Zeitpunkt 3 lag der höchste Median (log 4,48) an Tag 1.

Die Mittelwerte lagen zwischen log 3,69 und log 4,86. Die höchsten nachgewiesenen Mittelwerte lagen zum Zeitpunkt 1 an Tag 3 (log 4,86 mit D-Mittel), zum Zeitpunkt 2 an Tag 1 (log 4,51, mit Wasser) und zum Zeitpunkt 3 an Tag 2 (log 4,25, mit Wasser).

Maximum: bei den Hautproben nach dem Ausnehmer wurde mit log 6,83 der insgesamt höchste Maximalwert nachgewiesen (dies zum Zeitpunkt 1, an Tag 3 (mit D-Mittel)). Auch zum Zeitpunkt 2 lag das höchste Maximum an Tag 3 (log 5,51) und zum Zeitpunkt 3 lag es mit log 5,10 an Tag 2 (mit Wasser), was ein Absinken der GKZ über den Tag zeigt.

Signifikanzen: bei den Hautproben, die hinter dem Ausnehmer genommen wurden, waren signifikante Unterschiede zwischen den Proben mit Wasser und mit dem D-Mittel zu den Zeitpunkten 2 (p-Wert 0,034) und 3 (p-Wert 0,033) errechenbar. Die Werte mit Wasser lagen höher, als die an den Tagen mit dem D-Mittel nachgewiesenen Werte (Tab. 4.8).

Tabelle 4.8: Haut nach dem Ausnehmer: Probenanzahl (n), Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), x_{\min} , x_{\max} und Standardabweichung (s) nach Probennahmetagen und Probenzeitpunkten

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
	n	10	10	9	10
	\tilde{x}	3,88	4,03	4,59	4,17
	\bar{x}	3,92	4,16	4,86	4,16
	x_{\min}	3,43	3,60	3,53	3,60
	x_{\max}	4,68	5,16	6,83	4,74
	s	0,34	0,50	1,11	0,41
	p-Wert	0,072			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	n	10	10	10	10
	\tilde{x}	4,60	4,52	4,03	4,15
	\bar{x}	4,51	4,45	4,20	4,18
	x_{\min}	3,89	3,74	3,64	3,43
	x_{\max}	4,91	5,11	5,51	5,11
	s	0,34	0,43	0,54	0,50
	p-Wert	0,034			
	dazwischen: unbekannte Herden				
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	n	9	10	10	10
	\tilde{x}	4,48	4,09	3,67	3,90
	\bar{x}	4,22	4,25	3,69	3,98
	x_{\min}	2,25	3,34	2,98	3,31
	x_{\max}	5,07	5,10	4,83	4,76
	s	0,83	0,60	0,60	0,46
	p-Wert	0,033			

Die Medianwerte der Tage mit Wasser stiegen im Tagesverlauf, sanken dann zum Zeitpunkt 3 leicht ab. Die Werte der Proben mit dem D-Mittel sanken über den Tagesverlauf ab. Zu den Zeitpunkten 2 und 3 lagen die Mediane der Tage 1 und 2 (mit Wasser) über den Werten der Tage 3 und 4 (mit D-Mittel) (Abb. 4.7).

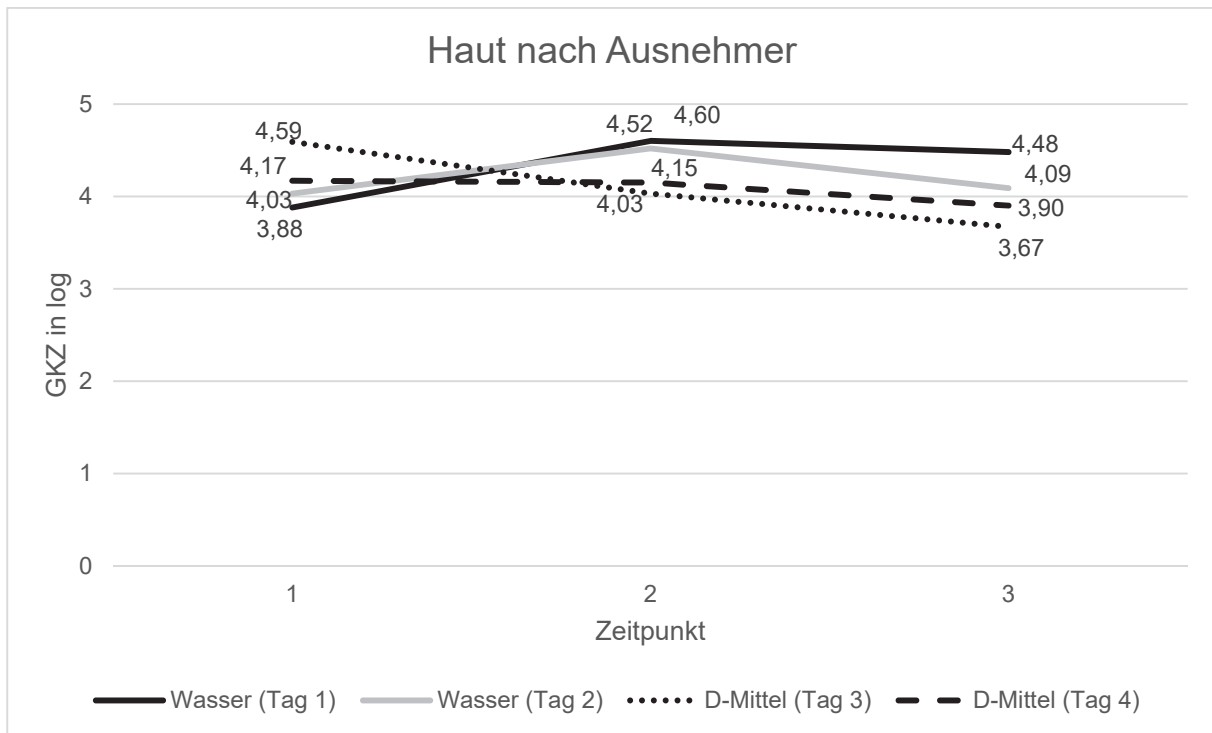


Abbildung 4.7: Haut nach Ausnehmer: Median der GKZ im Verlauf des Schlachttags an den vier Tagen

Tabelle 4.9 zeigt die Medianwerte der Gesamtkeimzahl im Überblick. Zwischen den einzelnen Probenpositionen zeigen sich Unterschiede. Der Ausnehmer hatte von allen Geräten die höchste GKZ. Mit Beginn der Schlachtung stiegen die Median-Werte an und es zeigte sich hier ein Anstieg über den Tagesverlauf. Bei den perikloakalen Hautproben wurden nach dem Ausnehmer die höchsten Werte nachgewiesen (Tab. 4.9).

Tabelle 4.9: Medianwerte der Gesamtkeimzahl, aufgeteilt nach Probenposition und -zeitpunkt, **fettgedruckt**: der höchste Median zu diesem Zeitpunkt an dieser Probenposition, k.B.*= keine Beprobung

Zeitpunkt	Positionen																														
	Kloakenbohrer				Haut hinter Kloakenbohrer				Bauchschneider				Haut hinter Bauchschneider				Ausnehmer				Haut hinter Ausnehmer				Lungensauger						
	Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel				
	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	0,37	0,37	0,37	1,95	k.B.*				0,63	0,63	0,63	0,63	k.B.*				0,56	0,56	0,56	1,08	k.B.*				0,41	0,41	0,41	0,92			
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	0,64	0,90	1,17	1,02	3,70	3,80	3,65	3,86	k.B.*				3,88	3,98	3,50	4,00	3,15	2,89	3,47	2,77	3,88	4,03	4,59	4,17	1,99	1,87	0,41	1,62			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	1,08	1,63	1,23	1,77	4,15	3,99	3,84	3,69					3,72	4,18	3,85	3,80	3,31	2,91	2,17	3,45	4,60	4,52	4,03	4,15	1,88	1,69	0,41	1,05			
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	0,37	1,17	1,03	1,62	3,83	4,20	3,86	3,92					4,44	4,04	3,95	3,97	2,89	3,10	2,29	3,05	4,48	4,09	3,67	3,90	2,30	1,44	0,70	1,33			
dazwischen: unbekannte Herden																															
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	1,45	1,68	1,97	1,82	k.B.*				3,35	2,85	2,60	1,52	k.B.*				3,53	3,60	3,62	3,70	k.B.*				3,21	3,34	4,02	3,90			
Gesamt/Tag	1,08	1,21	1,13	1,65	3,93	4,00	3,80	3,84	2,23	2,12	1,75	0,63	4,03	4,04	3,79	3,95	3,11	2,94	3,43	2,99	3,14	4,17	3,98	4,14	1,92	1,65	0,41	1,46			

4.3 Enterobacteriaceae

In 426 (41,8 %) von 1019 Proben wurden Enterobacteriaceae (EB) nachgewiesen. Es zeigten sich 192 (18,8 %) positive Proben an den Tagen mit Wasser und 234 (22,9 %) positive Proben an den Tagen mit dem D-Mittel bezogen auf die Gesamtprobenzahl (n=1019). Signifikante Unterschiede lagen bei allen Proben zusammengefasst und berechnet für die Tage 1 und 2 (mit Wasser) gegen die Tage 3 und 4 (mit D-Mittel) mit einem p-Wert von 0,013 vor. Die Odds Ratio lag bei 1,37, und das 95%-Konfidenzintervall lag mit 1,068 und 1,761 eng beieinander (Tab. 4.10).

Auch zum Zeitpunkt 0 wurden bei den Proben der Tage mit Wasser Enterobacteriaceae nachgewiesen. Die größte Anzahl der Enterobacteriaceae-positiven Proben lag mit 74 Positiven (30,96 %) zum Zeitpunkt 3 (Tage 3 und 4, mit D-Mittel) vor.

Die Mediane und Mittelwerte lagen zu den Zeitpunkten 1, 3 und 4 an den Tagen mit Wasser unter den Werten der Tage mit dem D-Mittel, mit Wasser wurden auch am Zeitpunkt 0 EB nachgewiesen. Zum Zeitpunkt 2 lag der Mittelwert mit log 2,29 der Proben mit Wasser leicht über dem Mittelwert der Proben mit dem D-Mittel (log 2,15) (Tab. 4.10).

Tabelle 4.10: Enterobacteriaceae-Positive (n= 426) aus 1019 Proben, p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

R & D	Wasser			D-Mittel		
Zeitpunkt	Anzahl Positive	Median in log ₁₀	Mittelwert in log ₁₀	Anzahl Positive	Median in log ₁₀	Mittelwert in log ₁₀
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr) n=152	6 (3,95 %)	0,81	0,85	0	0	0
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr) n= 241	41 (17,01 %)	1,96	2,05	57 (23,65 %)	2,13	2,37
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr) n= 240	55 (22,9 %)	2,26	2,29	66 (27,50 %)	2,26	2,15
dazwischen: unbekannte Herden						
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr) n= 239	62 (25,9 %)	2,25	2,22	74 (30,96 %)	2,45	2,30
dazwischen: unbekannte Herden						
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr) n= 147	28 (19,05 %)	1,75	1,83	37 (25,17 %)	2,26	2,46
gesamt n= 1019	192 (18,8 %)	1,99	2,11	234 (22,9 %)	2,26	2,30
p-Wert Odds Ratio	0,013 1,372 (CI: 1,068-1,761)					

Die meisten positiven Proben wurden an Tag 1, und die wenigsten an Tag 2 nachgewiesen, also beides Tage mit Wasser als Reinigungsmethode. Über den Tag verteilt wurden sowohl an den Tagen mit Wasser als auch an den Tagen mit dem D-Mittel zu den Zeitpunkten 2 und 3 die meisten Enterobacteriaceae nachgewiesen (mit Wasser zum Zeitpunkt 2 55 Proben, zum Zeitpunkt 3 62 Proben; mit D-Mittel zum Zeitpunkt 2 66 Proben, zum Zeitpunkt 3 74 Proben) (Tab. 4.11).

Tabelle 4.11: Verteilung der Enterobacteriaceae-positive Proben, getrennt nach Proben Tagen, n=426

Zeitpunkt	Tag 1			Tag 2			Tag 3			Tag 4		
R & D	Wasser			Wasser			D-Mittel			D-Mittel		
	Anzahl Positive	Median in log ₁₀	Mittelwert in log ₁₀	Anzahl Positive	Median in log ₁₀	Mittelwert in log ₁₀	Anzahl Positive	Median in log ₁₀	Mittelwert in log ₁₀	Anzahl Positive	Median in log ₁₀	Mittelwert in log ₁₀
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	6 (1,41 %)	0,81	0,85	0	0	0	0	0	0	0	0	0
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	30 (7,04 %)	2,04	2,10	11 (2,59 %)	1,96	1,92	27 (6,34 %)	2,36	2,68	30 (7,04 %)	2,13	2,08
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	41 (9,39 %)	2,61	2,34	14 (3,29 %)	1,96	2,16	35 (8,22 %)	2,36	2,35	31 (7,28 %)	1,96	1,94
dazwischen: unbekannte Herden												
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	37 (8,69 %)	2,25	2,20	25 (5,67 %)	1,96	2,24	38 (8,92 %)	2,36	2,30	36 (8,45 %)	2,48	2,30
dazwischen: unbekannte Herden												
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	14 (3,29 %)	1,76	1,73	14 (3,29 %)	1,74	1,94	20 (4,69 %)	2,21	2,45	17 (3,99 %)	2,60	2,47
gesamt	128 (30,04 %)	2,13	2,11	64 (15,02 %)	1,96	2,10	120 (28,17 %)	2,36	2,42	114 (26,76 %)	2,13	2,17

4.3.1 Geräte

4.3.1.1 Kloakenbohrer

Median und Mittelwert: am Kloakenbohrer wurden in einer Probe vor Beginn der Schlachtung Enterobacteriaceae nachgewiesen (an Tag 1, mit Wasser und einem Median von log 1,13). Nach Schlachtbeginn (Zeitpunkt 1) wurden Enterobacteriaceae nur an Tag 1 nachgewiesen, hier mit einem ähnlichen Median von log 1,14. Zum Zeitpunkt 2 lag der höchste Median mit log 0,96 an Tag 1, zum Zeitpunkt 3 lag er mit log 1,97 an Tag 4 (mit D-Mittel) vor. Nach Ende der Schlachtung waren alle Proben an allen Tagen Enterobacteriaceae-negativ.

Mediane und Mittelwerte lagen eng beieinander oder waren identisch, dies auch bedingt durch die geringe Anzahl der positiven Proben. Zu den Zeitpunkten 0 und 1 wurden nur an Tag 1 EB nachgewiesen (Mittelwert zum Zeitpunkt 0: log 1,13, Mittelwert zum Zeitpunkt 1: log 1,14), zum Zeitpunkt 2 wurden auch an den Tagen 3 und 4 (mit D-Mittel) EB nachgewiesen, der höchste Mittelwert lag aber an Tag 1 (log 1,44). Zum Zeitpunkt 3 wurde der höchste Mittelwert an Tag 4 nachgewiesen (log 1,97, mit D-Mittel).

Signifikanzen: am Kloakenbohrer wurden keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen (Tab. 4.12).

Tabelle 4.12: Kloakenbohrer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4	
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel	
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	\tilde{x}	1,13	0	0	0	
	\bar{x}	1,13	0	0	0	
	n	1	0	0	0	
	n Wasser/ D-Mittel	1		0		
	p-Wert	0,311				
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	1,14	0	0	0	
	\bar{x}	1,14	0	0	0	
	n	2	0	0	0	
	n Wasser/ D-Mittel	2		0		
	p-Wert	0,147				
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	0,96	0	0,50	0,90	
	\bar{x}	1,44	0	0,96	0,90	
	n	4	0	3	1	
	n Wasser/ D-Mittel	4		4		
	p-Wert	0,935				
dazwischen: unbekannte Herden						
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0,37	0,44	1,97	
	\bar{x}	0	0,37	0,44	1,97	
	n	0	1	2	2	
	n Wasser/ D-Mittel	1		4		
	p-Wert	0,134				
dazwischen: unbekannte Herden						
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0	
	\bar{x}	0	0	0	0	
	n	0	0	0	0	
	n Wasser/ D-Mittel	0		0		
	p-Wert	0				

4.3.1.2 Bauchschneider

Median und Mittelwert: beim Bauchschneider wurden nur nach Ende der Schlachtung (Zeitpunkt 4) Enterobacteriaceae nachgewiesen. Dies am Tag 3 (mit D-Mittel) mit einem Median von log 2,15.

Der Mittelwert lag hier mit log 1,80 unter dem nachgewiesenen Median.

Signifikanzen: am Bauchschneider wurden keine signifikanten Unterschiede hinsichtlich des Enterobacteriaceae-Vorkommens nachgewiesen (p-Wert 0,078) (Tab. 4.13).

Tabelle 4.13: Bauchschneider: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0
	\bar{x}	0	0	0	0
	n	0	0	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	0		0	
	p-Wert	0			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	2,15	0
	\bar{x}	0	0	1,80	0
	n	0	0	3	0
	n Wasser/ D-Mittel	0		3	
	p-Wert	0,078			

4.3.1.3 Ausnehmer

Median und Mittelwert: der Ausnehmer wies Werte von log 0,41 bis log 2,06 auf. Vor Schlachtbeginn wurden Enterobacteriaceae an Tag 1 (mit Wasser) nachgewiesen. Nach Beginn der Schlachtung (Zeitpunkt 1) wurde in mindestens einer Probe pro Tag Enterobacteriaceae nachgewiesen, der höchste Median lag mit log 1,81 an Tag 1. Zu den Zeitpunkten 2 und 4 lag der höchste Median an Tag 3 (mit D-Mittel, log 1,61 und log 1,99), zum Zeitpunkt 3 lag er mit log 2,06 an Tag 4 (mit D-Mittel).

Die höchsten Mittelwerte lagen zu den Zeitpunkten 0, 1 und 2 an Tag 1 (mit Wasser) (log 0,41, log 2,18 und log 1,68) vor. Zum Zeitpunkt 3 lag der höchste Mittelwert mit log 1,88 an Tag 4 (mit D-Mittel) und zum Zeitpunkt 4 mit log 2,36 an Tag 3 (mit D-Mittel) vor. Entsprechend lagen die Medianwerte, außer zum Zeitpunkt 2.

Signifikanzen: bei den Enterobacteriaceae-positiven Proben wurden keine signifikanten Unterschiede zwischen den Proben mit Wasser (Tag 1 und 2) und den Proben mit dem D-Mittel (Tag 3 und 4) festgestellt (Tab. 4.14).

Tabelle 4.14: Ausnehmer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4	
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel	
	\tilde{x}	0,41	0	0	0	
	\bar{x}	0,41	0	0	0	
	n	2	0	0	0	
	n Wasser/ D-Mittel	2		0		
	p-Wert	0,147				
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	1,81	1,51	1,26	0,81	
	\bar{x}	2,18	1,51	1,43	1,31	
	n	5	1	4	5	
	n Wasser/ D-Mittel	6		9		
	p-Wert	0,393				
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	1,41	0	1,61	0,81	
	\bar{x}	1,68	0	1,61	1,26	
	n	10	0	2	8	
	n Wasser/ D-Mittel	10		10		
	p-Wert	1,000				
dazwischen: unbekannte Herden						
3 (2. Herdentheil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	1,13	0,81	0,96	2,06	
	\bar{x}	1,52	1,56	1,01	1,88	
	n	7	3	4	5	
	n Wasser/ D-Mittel	10		9		
	p-Wert	0,752				
dazwischen: unbekannte Herden						
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	\tilde{x}	1,65	1,71	1,99	1,65	
	\bar{x}	1,50	1,96	2,36	1,69	
	n	7	5	8	7	
	n Wasser/ D-Mittel	12		15		
	p-Wert	0,401				

4.3.1.4 Lungensauger

Median und Mittelwert: die Mediane am Lungensauger reichten von log 0,50 bis zu log 3,19. Vor Beginn der Schlachtung waren 3 Proben an Tag 1 (mit Wasser) positiv mit einem Median von log 0,81. Zum Zeitpunkt 1 wurden nicht nur an Tag 1, sondern auch an den Tagen 3 und 4 Enterobacteriaceae nachgewiesen, der höchste EB-Wert lag an Tag 3 (log 1,41). Zu den Zeitpunkten 2 und 3 sanken die Enterobacteriaceae-Mediane an Tag 1 (von log 0,98 auf log 0,50), stiegen aber nach Ende der Schlachtung (Zeitpunkt 4) auf log 2,07, wobei auch die Anzahl der *EB*-positiven Proben einen Anstieg aufwies. Generell war ein deutlicher Anstieg der *EB*-Funde und der Mediane zum Zeitpunkt 4 hin zu erkennen.

Auch am Lungensauger lagen der höchste Median als auch der höchste Mittelwert immer am gleichen Tag vor. Zum Zeitpunkt 0 lag der Mittelwert mit log 0,76 an Tag 1, die anderen Tage waren zu diesem Zeitpunkt *EB*- negativ. Der höchste Mittelwert zum Zeitpunkt 4 lag an Tag 4 vor (log 3,01).

Signifikanzen: für die Enterobacteriaceae wurden am Lungensauger keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen (Tab. 4.15).

Tabelle 4.15: Lungensauger: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	\tilde{x}	0,81	0	0	0
	\bar{x}	0,76	0	0	0
	n	3	0	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	3		0	
	p-Wert	0,072			
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	0,50	0	1,41	0,50
	\bar{x}	0,60	0	1,41	0,50
	n	3	0	1	1
	n Wasser/ D-Mittel	3		2	
	p-Wert	0,633			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	0,98	0	0	0,50
	\bar{x}	0,98	0	0	0,50
	n	1	0	0	1
	n Wasser/ D-Mittel	1		1	
	p-Wert	1,000			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	0,50	1,20	0,81	0,50
	\bar{x}	0,62	1,20	0,81	0,91
	n	4	1	3	3
	n Wasser/ D-Mittel	5		6	
	p-Wert	0,723			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	\tilde{x}	2,07	2,07	3,08	3,19
	\bar{x}	1,95	1,93	2,75	3,01
	n	7	9	9	10
	n Wasser/ D-Mittel	16		19	
	p-Wert	0,906			

4.3.2 Perikloakale Haut

4.3.2.1 Haut nach Behandlung mittels Kloakenbohrer

Median und Mittelwert: die Mediane der Hautproben nach dem Kloakenbohrer lagen zwischen log 1,81 und log 2,66. Sowohl Tag 2 (mit Wasser) als auch Tag 4 (mit D-Mittel) begannen mit einem Median von log 2,47, um dann zum Zeitpunkt 2 (log 2,05 an Tag 4) abzusinken und zum Zeitpunkt 3 (log 2,66 an Tag 4) wieder anzusteigen.

Signifikanzen: Verglichen wurden die beiden Tage mit Wasser mit den Tagen mit dem D-Mittel. Zum Zeitpunkt 1 und 2 waren mehr Proben der Tage mit dem D-Mittel EB-positiv, die Signifikanzen lagen bei p-Werten von $<0,001$ (Zeitpunkt 1) und 0,028 (Zeitpunkt 2). Zum Zeitpunkt 1 waren 5 Proben der Tage mit Wasser EB-positiv, 18 Proben waren es bei den Tagen mit D-Mittel. Zum Zeitpunkt 2 waren 12 Proben mit Wasser EB-positiv und 18 Proben bei den Tagen mit dem D-Mittel (Tab. 4.16).

Tabelle 4.16: Haut nach Kloakenbohrer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	2,13	2,47	2,13	2,47
	\bar{x}	1,92	2,47	2,20	2,47
	n	3	2	10	8
	n Wasser/ D-Mittel	5		18	
	p-Wert Odds Ratio	< 0,001 18,000 (CI: 3,682-87,995)			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	2,61	1,81	2,40	2,05
	\bar{x}	2,53	1,97	2,47	2,00
	n	8	4	10	8
	n Wasser/ D-Mittel	12		18	
	p-Wert Odds Ratio	0,028 6,000 (CI: 1,082-33,274)			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	2,36	2,36	2,36	2,66
	\bar{x}	2,36	2,77	2,56	2,60
	n	8	7	10	7
	n Wasser/ D-Mittel	15		17	
	p-Wert	0,426			

4.3.2.2 Haut nach Behandlung mittels Bauchsneider

Median und Mittelwert: die Medianwerte der Haut nach dem Bauchsneider lagen zwischen log 1,81 und log 3,31. Zum Zeitpunkt 1 wurde an Tag 3 (mit D-Mittel) der höchste Median nachgewiesen (log 3,31), an zum Zeitpunkt 2 war es an Tag 1 (mit Wasser, log 2,65) und zum Zeitpunkt 3 wieder an Tag 3 (log 2,72).

Die Mittelwerte verhielten sich ähnlich zu den Medianen. Die Mittelwerte lagen zwischen log 1,84 und log 3,26.

Signifikanzen: zwischen den Probennahmetagen mit Wasser und mit dem D-Mittel wurden keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen (Tab. 4.17).

Tabelle 4.17: Haut nach Bauchschneider: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	3,02	1,96	3,31	2,05
	\bar{x}	2,83	1,84	3,26	2,04
	n	8	5	4	6
		13		10	
	p-Wert	0,337			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	2,65	1,81	2,26	1,96
	\bar{x}	2,61	1,89	2,14	2,04
	n	8	4	10	5
	n Wasser/ D-Mittel	12		15	
	p-Wert	0,440			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	2,10	1,96	2,72	2,50
	\bar{x}	2,34	2,07	2,86	2,25
	n	8	7	10	9
	n Wasser/ D-Mittel	15		19	
	p-Wert	0,077			

4.3.3.3 Haut nach Behandlung mittels Ausnehmer

Median und Mittelwert: die Medianwerte der Haut nach dem Ausnehmer lagen zwischen log 1,66 und log 3,88. Die Tage 1, 2 und 4 begannen mit dem niedrigsten Median des Tages, nur der Tag 3 startete mit einem hohen Wert (log 3,88). Dieser Wert war der höchste nachgewiesene bei der Haut nach dem Ausnehmer. Auch zum Zeitpunkt 3 wurde mit log 3,06 der höchste Median am Probennahmetag 3 erreicht.

Die nachgewiesenen Mittelwerte lagen zwischen log 1,82 und log 3,78. Zum Zeitpunkt 1 wurde der höchste Mittelwert der Haut nach dem Ausnehmer mit log 3,78 an Tag 3 (mit D-Mittel) nachgewiesen. Zu den Zeitpunkten 2 und 3 wurde der höchste Mittelwert an Tag 1, einem Tag mit Wasser, nachgewiesen (log 3,11 und log 3,07).

Signifikanzen: zum Zeitpunkt 1 wurden signifikante Unterschiede zwischen den Probennahmetagen mit Wasser und mit dem D-Mittel nachgewiesen (p-Wert 0,010). Es

wurden 18 positive Proben an den Tagen mit dem D-Mittel nachgewiesen, mit Wasser waren es 12. Die Proben mit dem D-Mittel wiesen einen höheren Median auf (log 3,88 und log 2,20) als die Proben mit Wasser (log 2,13 und log 1,66). Zu den Zeitpunkten 2 und 3 waren keine signifikanten Unterschiede darstellbar. Die OR zum Zeitpunkt 1 lagen bei 12,00. Dies spricht für eine höhere Wahrscheinlichkeit, mit dem D-Mittel an dieser Lokalisation und zu diesem Zeitpunkt *EB*-positiv zu sein (Tab. 4.18).

Tabelle 4.18: Haut nach Ausnehmer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	2,13	1,66	3,88	2,20
	\bar{x}	2,16	1,82	3,78	2,34
	n	9	3	8	10
	n Wasser/ D-Mittel	12		18	
	p-Wert Odds Ratio	0,010 12,000 (CI: 1,325-108,674)			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	3,08	2,42	2,70	2,41
	\bar{x}	3,11	2,47	2,98	2,79
	n	10	6	10	8
	n Wasser/ D-Mittel	16		18	
	p-Wert	0,376			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	2,90	2,31	3,06	2,66
	\bar{x}	3,07	2,64	2,85	2,84
	n	10	6	9	10
	n Wasser/ D-Mittel	16		19	
	p-Wert	0,151			

Tabelle 4.19 zeigt die Anzahl der Enterobacteriaceae-positiven-Proben, aufgeteilt nach Probenort und Zeitpunkt. Die meisten Enterobacteriaceae wurden an den perikloakalen Hautproben und dem Ausnehmer nachgewiesen, wobei die Haut nach dem Ausnehmer am stärksten mit Enterobacteriaceae belastet war. An den Geräten waren die Enterobacteriaceae-positiven Proben gleich oder bei den Proben mit dem D-Mittel höher, bei den Hautproben wurden bei den Proben mit dem D-Mittel mehr Enterobacteriaceae nachgewiesen. Nur an Tag 1 wurden vor Beginn der Schlachtung Enterobacteriaceae an den Geräteoberflächen nachgewiesen (am Kloakenbohrer, am Ausnehmer und am Lungensauger). Im Tagesverlauf zeigte sich ein Anstieg der Enterobacteriaceae-positiven Ergebnisse. Besonders nach dem Lungensauger stieg die Anzahl der EB-positiven Proben am Zeitpunkt 4 sprunghaft an (Tab. 4.19).

Tabelle 4.19: Zahl der Enterobacteriaceae-positiven Proben, nach Position und Zeitpunkt, Tag 1 n=128, Tag 2 n=64, Tag 3 n=120, Tag 4 n= 114, k.B. *= keine Beprobung, - = kein Nachweis

Zeitpunkt	Positionen																											
	Kloakenbohrer				Haut hinter Kloakenbohrer				Bauchschneider				Haut hinter Bauchschneider				Ausnehmer				Haut hinter Ausnehmer				Lungensauger			
	Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel	
	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	1	-	-	-	k.B.*				-	-	-	-	k.B.*				2	-	-	-	k.B.*				3	-	-	-
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	2	-	-	-	3	2	10	8	k.B.*				8	5	4	6	5	1	4	5	9	3	8	10	3	-	1	1
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	4	-	3	1	8	4	10	8					8	4	10	5	10	-	2	8	10	6	10	8	1	-	-	1
dazwischen: unbekannte Herden																												
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	-	1	2	2	8	7	10	7					8	7	10	9	7	3	4	5	10	6	9	10	4	1	3	3
dazwischen: unbekannte Herden																												
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	-	-	-	-	k.B.*				-	-	3	-	k.B.*				7	5	8	7	k.B.*				7	9	9	10
Gesamt/Tag	7	1	5	3	19	13	30	23	-	-	3	-	24	16	24	20	31	9	18	25	29	15	27	28	18	10	13	15
Wasser/ D-Mittel	8		8		32		53		-		3		40		44		40		43		44		55		28		28	

Tabelle 4.20 zeigt alle Medianwerte, unterteilt nach Probenposition und –zeitpunkt. Gegenüber den Geräteproben wurden die höheren Werte bei den perikloakalen Hautproben nachgewiesen, hier lag auch der höchste nachgewiesene Median (log 3,88). Dieser Wert wurde nach dem Ausnehmer an einem Tag mit dem D-Mittel (Tag 3) nachgewiesen. Der höchste Median am Ausnehmer war an Tag 4 nachgewiesen worden (log 2,06, mit D-Mittel), und am Bauchschneider war nur eine Probe EB-positiv (an Tag 3 mit log 2,15, mit D-Mittel). Die höchsten EB-Gehalte am Kloakenbohrer (log 1,97) und am Lungensauger (log 3,19) wurden an Tag 4 (mit D-Mittel) ermittelt (Tab. 4.20).

Tabelle 4.20: Medianwerte der Enterobacteriaceae, aufgeteilt nach Probenposition und -zeitpunkt, **fettgedruckt**: der höchste Median zu diesem Zeitpunkt an dieser Probenposition, k.B.*= keine Beprobung, - = kein Nachweis

Zeitpunkt	Positionen																															
	Kloakenbohrer				Haut hinter Kloakenbohrer				Bauchschneider				Haut hinter Bauchschneider				Ausnehmer				Haut hinter Ausnehmer				Lungensauger							
	Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel					
	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	1,13	-	-	-	k.B.*				-	-	-	-	k.B.*				0,41	-	-	-	k.B.*				0,81	-	-	-	-	-	-	-
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	1,14	-	-	-	2,13	2,47	2,13	2,47	k.B.*				3,02	1,96	3,31	2,05	1,81	1,51	1,26	0,81	2,13	1,66	3,88	2,20	0,50	-	1,41	0,50	-	-	-	-
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	0,96	-	0,50	0,90	2,61	1,81	2,40	2,05					2,65	1,81	2,26	1,96	1,41	-	1,61	0,81	3,08	2,42	2,70	2,41	0,98	-	-	0,50	-	-	-	-
dazwischen: unbekannte Herden																																
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	-	0,37	0,44	1,97	2,36	2,36	2,36	2,66	k.B.*				2,10	1,96	2,72	2,50	1,13	0,81	0,96	2,06	2,90	2,31	3,06	2,66	0,50	1,20	0,81	0,50				
dazwischen: unbekannte Herden																																
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	-	-	-	-	k.B.*				-	-	2,15	-	k.B.*				1,65	1,71	1,99	1,65	k.B.*				2,07	2,07	3,08	3,19				
Gesamt/Tag	1,01	-	0,50	1,47	2,35	2,26	2,36	2,26	-	-	2,15	-	2,74	1,96	2,49	2,05	1,41	1,51	1,66	1,29	2,86	2,13	3,06	2,50	0,98	1,90	2,65	2,75				

4.4 Staphylokokken

Insgesamt waren 80 (7,85 %) der 1019 Proben positiv für Staphylokokken. Es wurden 53 der 80 Staphylokokken-Isolate aus Proben der Tage mit Wasser (Tag 1 und 2) isoliert, aus den Proben der Tage mit dem D-Mittel (Tag 3 und 4) waren es 27. Die Medianwerte der Tage 1 und 2 (mit Wasser) zusammengefasst lagen bis auf Zeitpunkt 3 über den Medianwerten der Tage 3 und 4 (mit D-Mittel). Bei den Mittelwerten lagen die Werte der Proben mit Wasser zu allen Zeiten über den Werten der Tage mit dem D-Mittel.

Diese Unterschiede waren mit einem p-Wert von 0,002 signifikant, und die Odds Ratio spricht mit einem Wert von 0,475 dafür, dass die Wahrscheinlichkeit, Staphylokokken-positiv zu sein, mit dem D-Mittel geringer war (Tab. 4.21).

Tabelle 4.21: Staphylokokken nach Tagen mit Wasser und mit D-Mittel, alle Probenorte zusammengefasst, N= 1019, p-Werte, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Wasser			D-Mittel		
	Anzahl Positive	Median log ₁₀	Mittelwert in log ₁₀	Anzahl Positive	Median log ₁₀	Mittelwert in log ₁₀
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr) n=152	5 (3,29 %)	1,89	1,91	1 (0,66 %)	0,89	0,89
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr) n= 241	13 (5,39 %)	1,76	1,81	12 (4,98 %)	1,47	1,37
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr) n= 240	10 (4,17 %)	1,81	1,58	5 (2,08 %)	0,81	1,08
dazwischen: unbekannte Herden						
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr) n= 239	13 (5,44 %)	1,66	2,10	3 (1,26 %)	1,96	1,96
dazwischen: unbekannte Herden						
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr) n= 147	12 (8,16 %)	2,08	1,77	6 (4,08 %)	1,47	1,50
gesamt	53 (5,2 %)	1,77	1,84	27 (2,6 %)	1,29	1,40
p-Wert	0,002					
Odds Ratio	0,475 (CI: 0,294-0,768)					

4.4.1 Geräte

Insgesamt stammten 43 (53,75 %) der Staphylokokken-Funde von den Geräten (Gesamtzahl der Staphylokokken-positiven Proben: n=80).

Am Ausnehmer wurden 30 (37,70 %) Staphylokokken-positiv Proben nachgewiesen. Der Bauchschneider und der Kloakenbohrer waren mit 2 (2,50 %) und 1 (1,25 %) positiven Proben kaum belastet (Tab. 4.22).

Tabelle 4.22: Staphylokokken-Verteilung an den Geräten, n = 80

Zeitpunkt	Kloakenbohrer		Bauchschneider		Ausnehmer		Lungensauger	
	Wasser	D-Mittel	Wasser	D-Mittel	Wasser	D-Mittel	Wasser	D-Mittel
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)					5 (6,25 %)			1 (1,25 %)
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	1 (1,25 %)				3 (3,75 %)	4 (5,00 %)		2 (2,50 %)
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)					2 (2,50 %)	3 (3,75 %)	2 (2,50 %)	1 (1,25 %)
dazwischen: unbekannte Herden								
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)							1 (1,25 %)	
dazwischen: unbekannte Herden								
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	1 (1,25 %)			1 (1,25 %)	8 (10,00 %)	5 (6,25 %)	2 (2,50 %)	1 (1,25 %)
gesamt	2 (2,5 %)			1 (1,25 %)	18 (22,5 %)	12 (15,0 %)	5 (6,25 %)	5 (6,25 %)

4.4.1.1 Kloakenbohrer

Median und Mittelwert: am Kloakenbohrer wurden nur wenige Staphylokokken nachgewiesen. Jeweils eine Probe war positiv zum Zeitpunkt 1 und zum Zeitpunkt 4, beide Proben wurden an Tag 2 (mit Wasser) genommen. Die Werte waren mit log 0,50 und log 1,03 niedrig.

Signifikanzen: hier wurden keine signifikanten Unterschiede bezüglich des Staphylokokken-Vorkommens anhand der p-Werte nachgewiesen (Tab. 4.23).

Tabelle 4.23: Kloakenbohrer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0
	\bar{x}	0	0	0	0
	n	0	0	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	0		0	
	p-Wert	0			
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0,50	0	0
	\bar{x}	0	0,50	0	0
	n	0	1	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	1		0	
	p-Wert	0,311			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0
	\bar{x}	0	0	0	0
	n	0	0	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	0		0	
	p-Wert	0			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0
	\bar{x}	0	0	0	0
	n	0	0	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	0		0	
	p-Wert	0			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	\tilde{x}	0	1,03	0	0
	\bar{x}	0	1,03	0	0
	n	0	1	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	1		0	
	p-Wert	0,311			

4.4.1.2 Bauchschneider

Median und Mittelwert: am Bauchschneider war nur eine Probe Staphylokokken-positiv. Diese Probe wies einen Wert von log 2,41 auf und wurde am Tag 2 (mit Wasser) genommen.

Signifikanzen: beim Bauchschneider waren keine signifikanten Unterschiede berechenbar (Tab. 4.24).

Tabelle 4.24: Bauchschneider: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0
	\bar{x}	0	0	0	0
	n	0	0	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	0		0	
	p-Wert	0			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	\tilde{x}	0	2,41	0	0
	\bar{x}	0	2,41	0	0
	n	0	1	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	1		0	
	p-Wert	0,295			

4.4.1.3 Ausnehmer

Median und Mittelwert: der Ausnehmer zeigte von allen Geräten die höchste Staphylokokken-Kontamination. Bereits zum Zeitpunkt 0 waren an Tag 1 (mit Wasser) 5 Proben positiv, dies mit einem Median von log 1,89, was als Rückstände nach der Grundreinigung zu betrachten ist. Betrachtet man die Mediane im Tagesverlauf, sind auch hier die höchsten Werte an dem Probennahmetag 1 (mit Wasser) zu finden. Auch die Anzahl der positiven Proben war an diesem Tag am höchsten.

Am Ausnehmer wurde zum Zeitpunkt 0 ein Mittelwert von log 1,91 an Tag 1 (mit Wasser) nachgewiesen und auch an den Zeitpunkten 1, 2 und 4 lag der höchste Median an Tag 1 (log 1,86, log 1,59 und 2,25).

Signifikanzen: am Ausnehmer war zum Zeitpunkt 0 ein signifikanter Unterschied zwischen den Proben mit Wasser und mit dem D-Mittel berechenbar (p-Wert: 0,017), 5 Proben waren an den Tagen mit Wasser positiv, an den Tagen mit dem D-Mittel war es keine (Tab. 4.25).

Tabelle 4.25: Ausnehmer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4	
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel	
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	\tilde{x}	1,89	0	0	0	
	\bar{x}	1,91	0	0	0	
	n	5	0	0	0	
	n Wasser/ D-Mittel	5		0		
	p-Wert Odds Ratio	0,017 0,429 (CI: 0,292- 0,628)				
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	1,86	1,41	0,81	1,11	
	\bar{x}	1,86	1,41	0,81	1,07	
	n	2	1	1	3	
	n Wasser/ D-Mittel	3		4		
	p-Wert	0,731				
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	1,59	0,81	0,81	1,29	
	\bar{x}	1,59	0,81	0,81	1,29	
	n	1	1	2	1	
	n Wasser/ D-Mittel	2		3		
	p-Wert	0,633				
dazwischen: unbekannte Herden						
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0	
	\bar{x}	0	0	0	0	
	n	0	0	0	0	
	n Wasser/ D-Mittel	0		0		
	p-Wert	0				
dazwischen: unbekannte Herden						
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	\tilde{x}	2,23	1,05	1,11	1,47	
	\bar{x}	2,25	1,05	1,11	1,47	
	n	6	2	1	4	
	n Wasser/ D-Mittel	8		5		
	p-Wert	0,248				

4.4.1.4 Lungensauger

Median und Mittelwert: am Lungensauger wurden nur wenige Staphylokokken-positive Proben gefunden. Die Anzahl der positiven Proben pro Probennahmetag- und zeitpunkt lag bei 1-2 Proben. Auch die Werte waren niedrig, es zeigt sich allerdings ein Anstieg nach Ende der Schlachtung, hier wurde mit log 2,02 der höchste Median nachgewiesen (an Tag 4, mit D-Mittel).

Die wenigen Staphylokokken-positiven Proben wiesen den gleichen Mittelwert wie den Median auf, zu den Zeitpunkten 0 (log 0,98), 1 (log 0,90) und 4 (log 2,02) an Tag 4 (mit D-Mittel) und zum Zeitpunkt 2 an Tag 3 (log 0,81) und zum Zeitpunkt 3 an Tag 2 (log 0,50).

Signifikanzen: auch am Lungensauger wurden hinsichtlich des Vorkommens von Staphylokokken keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen (Tab. 4.26).

Tabelle 4.26: Lungensauger: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0,98
	\bar{x}	0	0	0	0,98
	n	0	0	0	1
	n Wasser/ D-Mittel	0		1	
	p-Wert	0,311			
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0	0	0,90
	\bar{x}	0	0	0	0,90
	n	0	0	0	2
	n Wasser/ D-Mittel	0		2	
	p-Wert	0,147			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	0,50	0	0,81	0
	\bar{x}	0,50	0	0,81	0
	n	2	0	1	0
	n Wasser/ D-Mittel	2		1	
	p-Wert	0,548			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	0	0,50	0	0
	\bar{x}	0	0,50	0	0
	n	0	1	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	1		0	
	p-Wert	0,311			
dazwischen: unbekannte Herden					
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	\tilde{x}	1,10	0	0	2,02
	\bar{x}	1,10	0	0	2,02
	n	2	0	0	1
	n Wasser/ D-Mittel	2		1	
	p-Wert	0,452			

4.4.2 Perikloakale Haut

Bei der perikloakalen Haut wiesen die Proben mit Wasser mehr Staphylokokken-positive Proben auf als die Proben, die an Tagen unter dem Einsatz des D-Mittels gewonnen wurden. Die meisten Staphylokokken-Funde wurden nach dem Kloakenbohrer nachgewiesen. Insgesamt stammten von den 80 Staphylokokken-positiven Proben 37 von der perikloakalen Haut (46,25 % von n=80) (Tab. 4.27).

Tabelle 4.27: Staphylokokken-Verteilung an der perikloakalen Haut

Zeitpunkt	Nach Kloakenbohrer		Nach Bauchschneider		Nach Ausnehmer	
	Wasser	D-Mittel	Wasser	D-Mittel	Wasser	D-Mittel
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)						
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	5 (6,26 %)	3 (3,75 %)	3 (3,75 %)	3 (3,75 %)	1 (1,25 %)	
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	2 (2,50 %)	1 (1,25 %)	1 (1,25 %)		3 (3,75 %)	
dazwischen: unbekannte Herden						
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	3 (3,75 %)	1 (1,25 %)	4 (5,00 %)	1 (1,25 %)	5 (6,26 %)	1 (1,25 %)
dazwischen: unbekannte Herden						
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)						
gesamt	10 (12,5 %)	5 (6,25 %)	8 (10,0 %)	4 (5,0 %)	9 (11,25 %)	1 (1,25 %)

4.4.2.1 Haut nach Behandlung mittels Kloakenbohrer

Median und Mittelwert: die Mediane und Mittelwerte der Haut nach dem Kloakenbohrer lagen zwischen log 1,66 und log 2,26. Zu Beginn der Schlachtung war mindestens eine Probe pro Probennahmetag Staphylokokken-positiv. An Tag 2 wurden die meisten Staphylokokken-positiven Proben gefunden, an Tag 3 war der Nachweis für Staphylokokken nur zum Zeitpunkt 1 positiv.

Signifikanzen: signifikante Unterschiede waren an der Haut, die nach dem Kloakenbohrer genommen wurde, nicht nachweisbar (Tab. 4.28).

Tabelle 4.28: Haut nach Kloakenbohrer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	1,96	1,66	1,66	1,66
	\bar{x}	1,96	1,73	1,66	1,66
	n	1	4	2	1
	n Wasser/ D-Mittel	5		3	
	p-Wert	0,387			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	0	1,81	0	1,66
	\bar{x}	0	1,81	0	1,66
	n	0	2	0	1
	n Wasser/ D-Mittel	2		1	
	p-Wert	0,548			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	1,66	1,81	0	2,26
	\bar{x}	1,66	1,81	0	2,26
	n	1	2	0	1
	n Wasser/ D-Mittel	3		1	
	p-Wert	0,292			

4.4.2.2 Haut nach Behandlung mittels Bauchschneider

Median und Mittelwert: die Mediane und Mittelwerte der Haut nach dem Bauchschneider lagen zwischen log 1,66 und stiegen bis log 3,47 (Zeitpunkt 1, Tag 1, mit Wasser). Zum Zeitpunkt 1 wurden an allen Tagen in mindestens einer Probe Staphylokokken nachgewiesen.

Signifikanzen: es wurden an der perikloakalen Haut nach dem Bauchschneider keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen (Tab. 4.29).

Tabelle 4.29: Haut nach Bauchschneider: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	3,47	1,96	1,66	2,01
	\bar{x}	3,47	1,96	1,66	2,01
	n	1	2	1	2
	n Wasser/ D-Mittel	3		3	
	p-Wert	1,000			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	0	2,13	0	0
	\bar{x}	0	2,13	0	0
	n	0	1	0	0
	n Wasser/ D-Mittel	1		0	
	p-Wert	0,300			
dazwischen: unbekannte Herden					
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	2,49	1,72	1,96	0
	\bar{x}	2,49	1,72	1,96	0
	n	2	2	1	0
	n Wasser/ D-Mittel	4		1	
	p-Wert	0,151			

4.4.2.3 Haut nach Behandlung mittels Ausnehmer

Median und Mittelwert: bei der Haut nach dem Ausnehmer wurden Mediane zwischen log 1,66 und log 4,05 nachgewiesen. Die höchsten Mediane zeigten sich an den Tagen 1 und 2 (mit Wasser), an Tag 4 (mit D-Mittel) war nur eine Probe positiv für Staphylokokken und an Tag 3 (mit D-Mittel) keine Probe.

Bei den Mittelwerten unterscheidet sich nur der höchste Wert zum Zeitpunkt 2 an Tag 2 vom Median, der Mittelwert ist mit log 2,23 etwas niedriger als der Median.

Signifikanzen: bei den perikloakalen Hautproben, genommen nach dem Ausnehmer, wurden keine signifikanten Unterschiede berechnet (Tab. 4.30).

Tabelle 4.30: Haut nach Ausnehmer: Median (\tilde{x}), Mittelwert (\bar{x}), n (Anzahl der positiven Proben), p-Wert, Odds Ratio (CI=95%- Konfidenzintervall)

Zeitpunkt	Probentag	1	2	3	4	
	R & D	Wasser	Wasser	D-Mittel	D-Mittel	
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	\tilde{x}	1,66	0	0	0	
	\bar{x}	1,66	0	0	0	
	n	1	0	0	0	
	n Wasser/ D-Mittel	1		0		
	p-Wert	0,353				
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	\tilde{x}	0	2,36	0	0	
	\bar{x}	0	2,23	0	0	
	n	0	3	0	0	
	n Wasser/ D-Mittel	3		0		
	p-Wert	0,072				
dazwischen: unbekannte Herden						
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	\tilde{x}	4,05	1,66	0	1,66	
	\bar{x}	4,05	1,66	0	1,66	
	n	2	3	0	1	
	n Wasser/ D-Mittel	5		1		
	p-Wert	0,077				

4.4.3 Koagulase-Verhalten der Isolate

Zusätzlich wurde das Koagulaseverhalten der Isolate betrachtet, da Koagulase-positive Staphylokokken relevant für die Humangesundheit sind und somit als Indikator dienen können. Innerhalb der 80 positiven Proben waren 37 Isolate Koagulase-positiv (mit Wasser waren es 33, mit D-Mittel waren es 4 Isolate) und 43 Isolate waren Koagulase-negativ (20 Isolate mit Wasser und 23 Isolate mit D-Mittel).

An Proben Tag 1 wurden 20 Koagulase-positive Staphylokokken nachgewiesen, an Tag 2 13 Koagulase-positive und 14 Koagulase-negative. An Tag 3 waren insgesamt in nur 9 Proben (1 war Koagulase-positiv, 8 Koagulase-negativ) Staphylokokken nachgewiesen worden und an Tag 4 waren es 18, von diesen 18 Isolaten waren 15 Koagulase-negativ (Tab. 4.31).

Tabelle 4.31: Staphylokokken-Verteilung auf die vier Proben tage, unterteilt nach Koagulase- positiven und –negativen Isolaten

Zeitpunkt	R & D	Tag 1		Tag 2		Tag 3		Tag 4	
		Wasser		Wasser		D-Mittel		D-Mittel	
		+	-	+	-	+	-	+	-
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)		5						1	
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)		4	1	3	5	1	3	1	7
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)		3		4	3		3		2
dazwischen: unbekannte Herden									
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)		5		5	3		1	1	1
dazwischen: unbekannte Herden									
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)		3	5	1	3		1		5
gesamt		20	6	13	14	1	8	3	15

Tabelle 4.32 zeigt die Anzahl der Staphylokokken-positiven Proben, aufgeteilt nach Probenposition und –zeitpunkt. Am Ausnehmer wurden mit 18 (Tage mit Wasser) und 12 (Tage mit D-Mittel) die meisten Staphylokokken nachgewiesen. Bei den Hautproben waren es nach dem Kloakenbohrer 10 mit Wasser und 5 mit dem D-Mittel, nach dem Bauchschneider waren es 8 (mit Wasser) und 4 (mit D-Mittel) und nach dem Ausnehmer waren es 9 (mit Wasser) und 1 (mit D-Mittel). Am Kloakenbohrer und Bauchschneider wurden nur an Tag 2 (Wasser) Staphylokokken nachgewiesen (Tab. 4.32).

Tabelle 4.32: Anzahl der Staphylokokken-Positiven, getrennt nach Probenposition und -zeitpunkt, k.B.*= keine Beprobung, - = kein Nachweis

Zeitpunkt	Positionen																														
	Kloakenbohrer				Haut hinter Kloakenbohrer				Bauchschneider				Haut hinter Bauchschneider				Ausnehmer				Haut hinter Ausnehmer				Lungensauger						
	Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel				
	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	-	-	-	-	k.B.*				-	-	-	-	k.B.*				5	-	-	-	k.B.*				-	-	-	1			
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	-	1	-	-	1	4	2	1	k.B.*				1	2	1	2	2	1	1	3	1	-	-	-	-	-	-	2			
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	-	-	-	-	-	2	-	1					-	1	-	-	1	1	2	1	-	3	-	-	2	-	1	-			
dazwischen: unbekannte Herden																															
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	-	-	-	-	1	2	-	1	k.B.*				2	2	1	-	-	-	-	-	2	3	-	1	-	1	-	-			
dazwischen: unbekannte Herden																															
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	-	1	-	-	k.B.*				-	1	-	-	k.B.*				6	2	1	4	k.B.*				2	-	-	1			
Gesamt/ Tag	-	2	-	-	2	8	2	3	-	1	-	-	3	5	2	2	14	4	4	8	3	6		1	4	1	1	4			
Wasser/ D-Mittel	2		-		10		5		1		-		8		4		18		12		9		1		5		5				

Tabelle 4.33 zeigt die Medianwerte der Staphylokokkenfunde aufgeteilt nach Probenposition- und Zeitpunkt. Die Mediane waren insgesamt niedrig und reichten von log 0,50 bis log 2,41 an den Geräten und log 1,66 bis log 4,05 bei den perikloakalen Hautproben. Am Kloakenbohrer und Bauchschneider waren nur an Tag 2 (Wasser) Staphylokokken nachweisbar. Am Lungensauger wurde der höchste Median an Tag 4 (mit D-Mittel) nachgewiesen. Bei der Haut lag der höchste Median nach dem Kloakenbohrer bei log 2,26 (Tag 4, mit D-Mittel), nach dem Bauchschneider bei log 3,47 (Tag 1) und nach dem Ausnehmer bei log 4,05 (Tag 1) (Tab. 4.33).

Tabelle 4.33: Medianwerte der Staphylokokken, aufgeteilt nach Probenposition und -zeitpunkt, **fettgedruckt:** der höchste Median zu diesem Zeitpunkt an dieser Probenposition, k.B.*= keine Beprobung, - = kein Nachweis

Zeitpunkt	Positionen																														
	Kloakenbohrer				Haut hinter Kloakenbohrer				Bauchschneider				Haut hinter Bauchschneider				Ausnehmer				Haut hinter Ausnehmer				Lungensauger						
	Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel		Wasser		D-Mittel				
	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3	Tag 4	Tag 1	Tag 2	Tag 3
0 (vor Beginn, ca. 3:00 Uhr)	-	-	-	-	k.B.*				-	-	-	-	k.B.*				1,89	-	-	-	k.B.*				-	-	-	-	0,98		
1 (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)	-	0,50	-	-	1,96	1,66	1,66	1,66	k.B.*				3,47	1,96	1,66	2,01	1,86	1,41	0,81	1,11	1,66	-	-	-	-	-	-	-	0,90		
2 (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)	-	-	-	-	-	1,81	-	1,66					-	2,13	-	-	1,59	0,81	0,81	1,29	-	2,36	-	-	0,50	-	0,81	-			
dazwischen: unbekannte Herden																															
3 (2. Herdenteil, ca. 12:00 Uhr)	-	-	-	-	1,66	1,81	-	2,26	k.B.*				2,49	1,72	1,96	-	-	-	-	-	4,05	1,66	-	1,66	-	0,50	-	-			
dazwischen: unbekannte Herden																															
4 (nach Ende der Schlachtung, ca. 17:00 Uhr)	-	1,03	-	-	k.B.*				-	2,41	-	-	k.B.*				2,23	1,05	1,11	1,47	k.B.*				1,10	-	-	2,02			
Gesamt/Tag	-	0,77	-	-	1,81	1,77	1,66	1,86	-	2,41	-	-	2,81	1,90	1,81	2,01	2,02	1,08	0,89	1,29	3,29	1,94	-	1,66	0,80	0,50	0,81	0,98			

4.5 *Campylobacter*

Pro Probennahmetag wurden zu zwei Zeitpunkten (1 und 2) und an zwei Probenorten (nach dem Kloakenbohrer und nach dem Ausnehmer) perikloakale Hautproben mittels PCR auf das Genus *Campylobacter* und die Spezies *C. jejuni* und *C. coli* hin untersucht. In 14 von 80 Proben wurde das Genus *Campylobacter* nachgewiesen.

4.5.1 Nach dem Kloakenbohrer

Nach dem Kloakenbohrer waren an Probennahmetag 1 vier der perikloakalen Hautproben positiv für das Genus *Campylobacter*, an Tag 2 waren es 5 positive Proben. An den Tagen 3 und 4 wurde keine Probe nach dem Kloakenbohrer positiv getestet. Alle diese Proben wurden zum Zeitpunkt 1 genommen. Keine der Proben nach dem Kloakenbohrer war positiv für die Spezies *C. jejuni*. 5 der Proben von Tag 2 wurden positiv auf die Spezies *C. coli* getestet.

4.5.2 Nach dem Ausnehmer

Nach dem Ausnehmer (Zeitpunkt 2) waren eine Probe an Tag 1 positiv für das Genus *Campylobacter* und 4 Proben von Tag 2. An Tag 3 wurde in einer Probe die Spezies *C. coli* nachgewiesen (bedingt durch die hohe Sensitivität des Primers), das Genus wurde nicht nachgewiesen. Je eine Probe an Tag 1 und 2 war positiv für die Spezies *C. jejuni*. 3 der Proben von Tag 2 waren positiv für die Spezies *C. coli*.

Der p-Wert von $< 0,001$ zeigt, dass die Unterschiede zwischen den Proben mit Wasser und mit dem D-Mittel signifikant waren. Mit einer Odds Ratio von 0,689 ist nach unseren Berechnungen die Wahrscheinlichkeit mit dem D-Mittel geringer, *Campylobacter*-positiv zu sein (Tab. 4.34).

Tabelle 4.34: *Campylobacter* in perikloakaler Haut, n= 80

Tag	R & D	Haut hinter Kloakenbohrer zum <u>Zeitpunkt 1</u> (Anfang 1. Herdenteil, ca. 4:00 Uhr)			Haut hinter Ausnehmer zum <u>Zeitpunkt 2</u> (Ende 1. Herdenteil, ca. 6:00 Uhr)			Signifikanz
		Genus	Spezies		Genus	Spezies		
		Anzahl positive	<i>C. jejuni</i>	<i>C. coli</i>	Anzahl positive	<i>C. jejuni</i>	<i>C. coli</i>	
1	Wasser	4	0	0	1	1	0	p-Wert: $\leq 0,001$ Odds Ratio: 0,689 (CI: 0,566- 0,838)
2	Wasser	5	0	5	4	1	3	
3	D-Mittel	0	0	0	0	0	1	
4	D-Mittel	0	0	0	0	0	0	

5. Diskussion

5.1 Ziele der Arbeit

In der Geflügelfleischgewinnung werden die geschlachteten Tiere in hoher Taktfolge und hoch mechanisiert prozessiert. Eine zwischenzeitliche Behandlung der Geräte ist schwierig. In dieser Studie wurde die Wirkung von Wasser (55-60 °C) beziehungsweise von Wasser mit einem D-Mittel an den Geräten der Geflügelfleischgewinnung im laufenden praktischen Betrieb untersucht.

Zu diesem Zwecke wurden Proben von den Geräten der Putenfleischgewinnung und den Karkassen genommen und aufgearbeitet. Als Untersuchungsziele wurden die Gesamtkeimzahl, die Enterobacteriaceae und *Staphylococcus aureus* gewählt. *Campylobacter* wurde als pathogener Keim, der häufig beim Geflügel vorkommt, molekularbiologisch an ausgewählten Positionen erfasst. Die Gesamtkeimzahl gibt einen guten Überblick über den Keimgehalt der Oberflächen und der Tierkörper. Um den Effekt auf die gramnegative Flora zu untersuchen, wurde auf Enterobacteriaceae untersucht und um das Verhalten auf grampositive Keime zu untersuchen, wurde der Staphylokokken-Gehalt erhoben.

Ziel der Arbeit war es, das Prinzip CIP bei der Geflügelfleischgewinnung als Option zu prüfen.

5.2 Methodik

5.2.1 Hintergrund für die Beprobungsbedingungen und -umstände

Die Herden in dieser Studie stammten von unterschiedlichen Mästern, sie mussten eine ausreichende Größe haben um eine Zweiteilung für die Beprobung zu ermöglichen. So konnte die gleiche Herde früh morgens und zur Mittagszeit beprobt werden. Die Beprobungen fanden zu unterschiedlichen Jahreszeiten statt. Nach Rücksprache mit dem Schlachtbetrieb ergaben sich die Termine im Mai und Juni (mit Wasser) und September und Januar (mit D-Mittel), wobei Herkunftsbetrieb, Jahreszeit und Tageszeit den Keimgehalt beeinflussen (HO et al. 2004). COHEN et al. (2007) zeigten diese Unterschiede in der GKZ hinsichtlich der Jahreszeit beim Geflügel: in der warmen Jahreszeit wurden höhere Werte ($\log 5,9 \pm 0,6$) als in der kalten Jahreszeit ($\log 4,5 \pm 0,5$) nachgewiesen. Des Weiteren lag jedem Beprobungstag eine andere Grundhygiene zu Grunde. Dies wurde in diesem Fall durch die Erhebung des Hygienestatus an den Geräteoberflächen vor Beginn der Schlachtung abgedeckt. Deutlich wurden die Unterschiede der Grundhygiene am

Kloakenbohrer, hier lag an Tag 4 ein Median von log 1,95 vor, an den anderen drei Tagen wurden niedrigere Werte (log 0,37) nachgewiesen.

Die Effizienz der CIP-Methode wurde mittels destruktiver und nicht destruktiver Proben untersucht: nicht destruktiv wurden die Bearbeitungseinheiten von Kloakenbohrer, Bauchsneider, Ausnehmer und Lungensauger nach der Behandlung mit Wasser und mit dem D-Mittel beprobt. Destruktiv wurde der Effekt auf den Putenkarkassen untersucht, hierfür wurde nach dem Kloakenbohrer, nach dem Bauchsneider und nach dem Ausnehmer perikloakale Haut entnommen. Da die Putenkarkassen an den Beinen hängend die Eviszerationslinie passierten, ergab sich die perikloakale Haut als Kontaktstelle mit den Geräten. Nach UNTERMANN (1988) erhält man bei einer destruktiven Methode Keimzahlen, die gegenüber einer Tupfer-Methode etwa eine Zehnerpotenz höher liegen. Die Streuung der Keimwerte ist hierbei geringer. Die GKZ der Hautproben, die mittels Exzision genommen wurden, war signifikant höher als bei der Abtupfermethode mit Schwamm (Exzision log 5,22, log Schwamm 4,79 KbE/cm²) (MCEVOY et al. 2005). Die Rinsing-Methode und die Exzision von Material zeigten auch bei COSSI et al. (2011) deutlich mehr *Escherichia coli* als das Abtupfern von Haut. Auch in unserer Untersuchung wurden bei den perikloakalen Hautproben höhere Werte nachgewiesen.

5.2.2 Das Desinfektionsmittel

D-Mittel sind wirksam unter dem Einfluss von Konzentration, Einwirkzeit, Temperatur und der Qualität der zu behandelten Fläche. CIP während der laufenden Produktion (z.B. in der Produktion von Geflügelfleisch) kann daher nicht mit der Desinfektion im eigentlichen Sinne gleichgestellt werden, besonders der kurze Einwirkzeitraum ist hier der limitierende Faktor.

Das genutzte D-Mittel enthält neben Peressigsäure auch Caprylsäure, Peroxyoctansäure, Wasserstoffperoxid und Alkohol. GUTKNECHT (1988) bezeichnet die Anlagendesinfektion als das wichtigste Einsatzgebiet für Peressigsäure. Zur Messerdekontamination reduzierte ein auf Peressigsäure-basierendes Desinfektionsmittel die Gesamtkeimzahl bereits innerhalb von einer Sekunde von log 1,21 auf log 0,19, während 82°C heißes Wasser die Keimzahl nur von log 1,55 auf log 1,34 reduzierte (HERES 2011). Diese Zeitangaben liegen deutlich unter denen von JENTSCH und FRESENIUS (1981), bei ihnen wurde mit einem 0,1%igen Wirkstoffgehalte erst innerhalb von Minuten ein keimfreier Zustand erreicht.

EDELMEYER (1980) nennt als wesentliche Voraussetzung für den Desinfektionserfolg Art und Weise der vorausgegangenen Reinigung, sodass die zu desinfizierenden Flächen weitgehend frei von sichtbaren Verunreinigungen sein sollten. In der vorliegenden Untersuchung wurden die Geräte, besonders der Ausnehmer, von der Person, die die Untersuchung durchführte, als rein visuell mit Darminhalt verschmutzt empfunden. JIMENEZ

et al. (2003) untersuchten Tierkörper mit und ohne fäkale Kontaminationen und stellten fest, dass *Escherichia coli* bei Tieren mit Kontaminationen signifikant höher war als bei sauberen Tieren, nicht aber die Enterobacteriaceae.

Ein Reinigen der Maschinenteile der Eviszeration, die mit den Tierkörpern in Berührung kommen, wird durch Besprühen mit Wasser durchgeführt (MEAD et al. 1995). Auch das D-Mittel wurde mittels Düsen auf die Geräteoberflächen aufgetragen. Alle Düsen waren an der Seite angebracht, an der die Geräteeinheiten frei von Tierkörpern waren. Es gab somit keinen direkten Kontakt zwischen Tierkörper und Desinfektionsmittel.

Da das D-Mittel aus Düsen auf die Geräteoberflächen gesprüht wurde, ist eine Kontamination über die Düsen möglich. Wasser ist im Rahmen des Schlachtprozesses ein kritisches Medium, denn obwohl es fäkale Kontaminationen visuell entfernen kann, hat es eine Überträgerfunktion für Keime entlang der Schlachtkette (HAMIDI et al. 2014). FRIES und GRAW (1999) untersuchten den Keimgehalt von Wasser aus den Düsen im Geflügelschlachtbetrieb. Die Werte der Gesamtkeimzahl betragen log 2,34 im ersten Betrieb und log 2,47 im zweiten Betrieb. In der vorliegenden Studie wurde der Keimgehalt des Wassers aber nicht erhoben, das genutzte Wasser im Schlachtbetrieb war Trinkwasser.

5.2.3 Beprobung

Das Rupfen und die Eviszeration sind die Hauptursache für Kontaminationen am Tierkörper (BARROS et al. 2007). Hier können Equipment, Werkzeuge und die Hände der Arbeiter Ursache für Kreuzkontaminationen sein (MEAD 1976). Nach HO et al. (2004) wiesen die Geräte der Eviszeration GKZ-Werte von 10^4 bis 10^6 KbE/cm² auf und sanken nach dem Kühlen. Auch bei PACHOLEWICZ et al. (2015b) kam es zu einem Anstieg nach der Eviszeration von *Escherichia coli* und *Campylobacter* in zwei Schlachtbetrieben.

Die Beprobung der Geräte wurde im Falle eines leeren Hakens dort vorgenommen, wo die Karkassen Kontakt mit der Bearbeitungseinheit gehabt hätten. Die Geräteoberflächen wurden indirekt mittels Sponge Sticks oder Baumwollhandschuhen beprobt. Ergänzend wurde perikloakale Haut genommen und hinsichtlich der Keimgehalte untersucht (GKZ, Enterobacteriaceae, Staphylokokken, einige Proben per PCR auf *Campylobacter*). Perikloakale Haut wurde ausgewählt, um den Einfluss der Geräte, die unmittelbar mit dem Tierkörper im Kontakt stehen, zu untersuchen. Die Wahl des Probenortes (nah oder fern der Kloake) zeigt keinen signifikanten Unterschied in den *Salmonella*- und *E.coli*-Nachweisen (COSSI et al. 2011). MEAD (1976) beschreibt Halshaut, die Bereiche unter den Flügeln und um die Kloake als häufiger kontaminiert als Brust und Oberfläche.

5.2.4 Aufarbeitung

Um eine Inaktivierung von etwaigen Desinfektionsmittelresten im Rahmen der Aufarbeitung zu erreichen, wurde dem BPW ein Enthemmer (bestehend aus Tween80, Saponin, Lezithin und Histidin) nach den DVG-Prüfrichtlinien (2013) zugesetzt.

Im Rahmen der Aufarbeitung wurden alle Proben 120 Sekunden mit BPW gestomachert, bevor eine Verdünnungsreihe angelegt wurde. HANNAH et al. (2011) verglichen allgemeinen Keimgehalt und Coliforme auf der Broilerhaut nach einer 30-sekündiger Handmassage und 4-minütigem Stomachern von Geflügelhaut. Es zeigte sich, dass das Stomachern nur geringfügig mehr Keime freisetzte als die Handmassage der Probe (GKZ: log 4,3 beide Methoden, Coliforme: log 2,7 bei der Handmassage und log 2,9 beim Stomachern).

5.2.5 Labortechnik

5.2.5.1 Gesamtkeimzahl

Die Untersuchung auf die Gesamtkeimzahl erfolgte auf Standard-I-Nähragar, die Rückrechnung erfolgte bei den Oberflächen auf cm² der beprobten Fläche und bei der perikloakalen Haut auf die Einheit g.

5.2.5.2 Enterobacteriaceae

Die Enterobacteriaceae wurden auf VRBD-Medium angezüchtet und dann mittels Oxidase, Nitratreduktion und der Fähigkeit, aerob und anaerob Zucker verwerten zu können, bestätigt. Sie wachsen auf VRBD-Agar charakteristisch rot-pink bis lilafarben mit einer dunkelroten Zone (GÖKMEN et al. 2013). Enterobacteriaceae reagieren Oxidase-negativ und Katalase-positiv (HOLT et al. 1994). Sie können Nitrat zu Nitrit reduzieren (HOLT et al. 1994) und oxidativ und fermentativ Kohlenhydrate verwerten (HEESEMAN 2001).

5.2.5.3 Staphylokokken

Für diesen Teil der Untersuchung wurde als Selektivmedium das Baird-Parker-Medium zum Nachweis von *Staphylococcus aureus* eingesetzt. Die Bestätigung erfolgte mittels Katalase und Prüfung auf anaerobes Wachstum. Die Untersuchung mittels Koagulase diente als weiterer Hinweis für die Spezies *Staphylococcus aureus*. Dennoch wurden in dieser Studie nur auf das Vorkommen von Staphylokokken untersucht. HOLBROOK et al. (1969) untersuchten Staphylokokken mit Baird-Parker-Medium und nutzen zur Bestätigung Katalase und Oxidase.

5.2.5.4 Campylobacter

Da Tiefgefrieren eine effiziente Methode ist um *Campylobacter* um 1,5 log-Stufen zu reduzieren (ROSENQUIST et al. 2006), wurden die Proben dieser Untersuchung molekularbiologisch untersucht. Die Proben wurden am Schlachthof eingefroren und zur

Aufarbeitung aufgetaut. Als Ausgangsmaterial für die *Campylobacter*-untersuchung diente das Original der Verdünnungsflüssigkeit. OOSTEROM et al. (1983) prüften den *Campylobacter*-Gehalt in perikloakaler Haut von Geflügel, das mit *C. jejuni* kontaminiert wurde (vor und nach dem Gefrieren). Die *Campylobacter*-Werte sanken von \log/g $2,32 \pm 0,29$ auf $\log <1,70$, von \log/g $2,73 \pm 1,21$ auf $\log <1,70$ und von \log/g $3,29 \pm 0,19$ auf $\log <1,70$. Somit führte das Einfrieren zu einer Reduktion von *Campylobacter*. Auch STERN et al. (1984) untersuchten *Campylobacter* in frischem und gefrorenem Geflügelfleisch. Sie fanden *C. jejuni* in 30 % der frischen Geflügellebern und in 12,5 % des frischen mechanisch zerlegten Geflügelfleisches. Bei den gefrorenen Proben lag die Anzahl der positiven Funde bei der Leber bei 15 % und beim zerlegten Geflügelfleisch bei 0 %. Die Autoren schlussfolgern, dass das Einfrieren die enthaltenen Organismen schädigt.

5.3 Die Ergebnisse

5.3.1 Gesamtkeimzahl

5.3.1.1 Die Geräte

5.3.1.1.1 Tage

Die Eviszeration stellt einen kritischen Punkt in der Geflügelfleischgewinnung dar. Um den Hygienezustand einer Oberfläche oder eines Lebensmittels zu erheben, wird die Gesamtkeimzahl erhoben. Gewichtsunterschiede führen dazu, dass die Karkassen nicht ideal in die Maschinen der Eviszeration passen, sodass fäkale Kontaminationen die Folge sind (MALHER et al. 2011). Komplexe Strukturen und Biegungen sind oft kontaminiert (LE GENTIL et al. 2010). Diese sind im Bereich der Geflügelfleischgewinnung häufig und wurden im Rahmen dieser Studie untersucht.

Es zeigten sich bei den Werten der GKZ der Geräte Unterschiede zwischen den Probennahmetagen. Am Kloakenbohrer lagen die höchsten Mediane an Tag 4 (\log 1,95, \log 1,77 und \log 1,62) und an Tag 3 (\log 1,17 und \log 1,97), also beides Tage mit dem D-Mittel. Am Bauchschneider lagen die Mediane an den Tagen 1 und 2 (mit Wasser) höher (\log 3,35 und \log 2,85) als die der Tage 3 und 4 (mit D-Mittel) (\log 2,60 und \log 1,52). Am Ausnehmer zeigt sich kein einheitliches Bild, was die einzelnen Probennahmetage angeht, die Median-Werte lagen im Schlachtverlauf zwischen \log 2,17 und \log 3,70. Am Lungensauger zeigten sich Unterschiede zwischen den Tagen mit Wasser und mit dem D-Mittel. Die Tage mit dem D-Mittel wiesen signifikant geringere Medianwerte auf, nur zum Zeitpunkt 4 lag an den Tagen mit dem D-Mittel der höhere Keimgehalt vor. HERES (2011) verglich eine auf Peressigsäure basierende Kaltwasserdesinfektion mit der Desinfektion durch heißes Wasser (82°C) in der Eviszeration in der Schweineschachtung. Bei einer Einwirkzeit von einer Sekunde zeigte das

Peressigsäuregemisch bessere Ergebnisse pro 3 cm² (mit dem Desinfektionsmittel vorher log 1,59 ± 0,68 und nachher log 0,61 ± 0,65 und mit Wasser vorher log 1,87 ± 0,18 und danach log 1,71 ± 0,53). Bei einer Einwirkzeit von 30 Sekunden fiel der Unterschied geringer aus (mit dem Desinfektionsmittel vorher log 1,68 ± 0,34 und danach log 0,08 ± 0,25 und mit Wasser vorher log 1,48 ± 0,42 und nachher log 0,10 ± 0,21) (HERES 2011).

5.3.1.1.2 Tageszeit

Die Tageszeit spielt eine wichtige Rolle, denn die Proben zu Beginn des Schlachttages zeigen weniger Kontaminationen als die Proben zum Schlachtende hin (GRUNTAR et al. 2015). WHYTE et al. (2004) wiesen Unterschiede im Keimgehalt in Bezug auf die Probennahmezeit nach, hier wurden morgens höhere Keimzahlen nachgewiesen als abends (nach dem Rupfer lagen die Werte morgens bei log 5,27 und abends bei log 5,01, nach dem Innen- und Außenwäscher wurden am Morgen Werte von log 4,87 und am Abend von log 4,44 nachgewiesen).

Im Verlauf des Tages zeigte sich am Kloakenbohrer zunächst ein Anstieg der Werte bis zum Zeitpunkt 2, zum Zeitpunkt 3 sank die Gesamtkeimzahl an allen vier Schlachttagen. Besonders deutlich zeigt sich dies an Tag 1 (mit Wasser). Hier sanken die Werte von log 1,08 auf log 0,37. Nach Schlachtende zum Zeitpunkt 4 stieg die Gesamtkeimzahl wieder. Der größte Sprung fand an Tag 1 statt, von log 0,37 auf log 1,45. Es zeigten sich nur zum Zeitpunkt 3 signifikante Unterschiede zwischen den Probentagen mit Wasser und mit D-Mittel (p-Wert 0,027), die Tage mit Wasser wiesen hier die geringeren GKZ-Werte auf.

Der Bauchschneider zeigte einen Anstieg der Gesamtkeimzahl. Die Mediane stiegen an Tag 1 von log 0,63 auf log 3,35 und an Tag 2 von log 0,63 auf log 2,85 (beides Tage mit Wasser). An den Tagen mit dem D-Mittel war der Sprung etwas geringer, an Tag 3 von log 0,63 auf log 2,60 und an Tag 4 von log 0,63 auf log 1,52. Die Unterschiede zum Zeitpunkt 4 waren mit einem p-Wert von < 0,001 signifikant. Die Proben der Tage mit dem D-Mittel zeigten niedrigerer GKZ-Werte.

Der Ausnehmer zeigte mit Maximalwerten von über log 5 die höchsten Keimzahlen der Geräte. Gleich zu Beginn der Schlachtung stiegen die Werte deutlich an, und lagen zum Zeitpunkt 1 an Tag 4 (mit D-Mittel) bei einem Median von log 2,77, an Tag 3 (mit D-Mittel) war der Median mit log 3,47 am höchsten. Zum Zeitpunkt 2 stiegen die Werte, außer an Tag 3. Zum Zeitpunkt 3 kam es zu einem leichten Absinken der Mediane (außer an Tag 3), nach Schlachtende stiegen die Werte wieder an.

Am Lungensauger stiegen an den Tagen 1 und 2 (mit Wasser) die Mediane nach Schlachtbeginn an, blieben an Tag 3 (mit D-Mittel) auch zu den Zeitpunkten 1 und 2 niedrig. Zum Zeitpunkt 3 stiegen die Werte an den Tagen 1, 3 und 4 an, nur am Tag 2 kam es zu

einem Absinken von log 1,69 auf log 1,44. Nach Ende der Schlachtung zeigte sich ein sprunghafter Anstieg der Medianwerte (Zeitpunkt 4), von log 2,30 an Tag 1 auf log 3,11, von log 1,44 auf log 3,34 an Tag 2, von log 0,70 auf log 4,02 an Tag 3 und von log 1,33 auf log 3,90 an Tag 4. Signifikante Unterschiede waren am Lungensauger zu den Zeitpunkten 1 (p-Wert 0,004), 2 (p-Wert < 0,001), 3 (p-Wert 0,007) und 4 (p-Wert < 0,001) zu errechnen. Zu den Zeitpunkten 1, 2 und 3 zeigten die Tage mit Wasser die höheren GKZ-Werte, zum Zeitpunkt 4 war am Lungensauger die GKZ an den Tagen mit Wasser niedriger.

5.3.1.1.3 Hygiene

Die Grundhygiene am Schlachthof ist von großer Bedeutung. Eine ineffiziente Abschlussreinigung nach Schlachtende resultiert in einer Kontamination von *Campylobacter*-freien Karkassen am Folgetag (GENIGEORGIS et al. 1986). Am Kloakenbohrer wurden bereits vor Beginn der Schlachtung zum Zeitpunkt 0 an allen Probennahmetagen GKZ-Werte oberhalb der minimalen Nachweisgrenze nachgewiesen (Xmax: log 2,23, log 1,73, log 0,90 und log 2,68). Auffällig war, dass an Kloakenbohrer, Ausnehmer und Lungensauger an Tag 4 (D-Mittel) die höchsten Mediane zum Zeitpunkt 0 vorlagen; log 1,95 am Kloakenbohrer, log 1,08 am Ausnehmer und log 0,92 am Lungensauger. Das „höchste Maximum“ lag mit log 2,68 am Tag 4 (mit D-Mittel) zum Zeitpunkt 0 am Kloakenbohrer vor. Auch am Bauchschneider waren die Werte vor Schlachtbeginn mit einem Maximum von log 2,23 an Tag 4 am höchsten. Am Ausnehmer wurde das höchste Maximum an Tag 4 (Zeitpunkt 0) nachgewiesen (log 2,27). Diese Daten geben eine ungenügende Grundreinigung und eine folglich höheren Keimbelastung zu Schlachtbeginn wieder und unterstreichen die Wichtigkeit von regelmäßigem Reinigen und Desinfizieren der Geräten, auch während des Schlachtprozesses (BARROS et al. 2007). Das Überleben der Bakterien auf trockenen Oberflächen reduziert sich mit zunehmender Zeit, besonders bei geringer Ausgangskonzentration. *Salmonella Enteritidis* und *Staphylococcus aureus* waren auch noch nach 96 h nachweisbar (KUSUMANINGRUM et al. 2003).

5.3.1.2 Perikloakale Haut

Eine Keimbelastung von 10^4 Keimen/g ist produkttypisch und unvermeidbar (BRAUN et al. 2000). Die Werte der GKZ der perikloakalen Haut lagen in dieser Untersuchung dicht beieinander. Signifikante Unterschiede der Ergebnisse mit Wasser und D-Mittel waren an jeder Lokalisation an mindestens einem Zeitpunkt berechenbar. Die Medianwerte der Proben nach dem Kloakenbohrer lagen zwischen log 3,65 und log 4,20, als Maximum wurde log 5,83 erreicht. Die Medianwerte nach dem Bauchschneider lagen zwischen log 3,50 und log 4,44, als Maximum wurde log 5,52 nachgewiesen. Bei den Hautproben nach dem Ausnehmer ergab sich ein Median mit der Spanne von log 3,67 bis zu log 4,60 mit einem Maximum von log 6,83. Die Werte nach dem Ausnehmer zeigten den höchsten Keimgehalt. Dennoch lagen

diese Ergebnisse unter denen von GUERGUEB (2014), denn dort wurden bei 60 untersuchten Geflügelkarkassen ein Mittelwert von log 5,01 KbE/ g nachgewiesen. Auch MEAD et al. (1993) zeigten einen geringen Anstieg der GKZ bei Puten nach der Eviszeration mit Werten von log 4,6 nach dem Rupfen auf log 4,9 nach der Eviszeration. COHEN et al. (2007) wiesen ein Absinken der GKZ-Werte nach der Eviszeration von log 4,6 auf log 4,4 auf Broilerkarkassen nach. Somit lagen die vorliegenden Daten auch unter den Daten dieser Quellen, was für eine gute Betriebshygiene spricht. KILLINGER et al. (2010) erhoben GKZ-Werte von log 4,16 KbE/Geflügeltierkörper (mittels der Karkassen-Schüttelmethode). Bei GHAFIR et al. (2008) lagen die Werte der Gesamtkeimzahl von Broilerschlachtkörpern in Belgien mit log 5,81 KBE/g deutlich höher.

5.3.1.2.1 Tage

Betrachtet man die Tage einzeln, fällt auf, dass die Werte von Tag 1 und 2 (mit Wasser) der Proben nach dem Kloakenbohrer zum Zeitpunkt 2 über den Werten der Tage 3 und 4 (mit D-Mittel) lagen. Nach dem Bauchschneider waren die Mediane zum Zeitpunkt 3 an den Tagen 1 und 2 höher als die der Tage 3 und 4 und nach dem Ausnehmer lagen zu den Zeitpunkten 2 und 3 die Werte der Tage 1 und 2 (mit Wasser) über den Medianen der Tage 3 und 4 (mit D-Mittel). Die Tage mit Wasser zeigten somit höhere GKZ-Werte als die Tage, an denen das D-Mittel eingesetzt wurde.

5.3.1.2.2 Tageszeit

Bei den perikloakalen Hautproben zeigte sich kein einheitliches Bild. Bei den Proben nach dem Kloakenbohrer kam es an den Tagen 1, 2 und 3 zu einem Anstieg der GKZ-Werte zum Zeitpunkt 2 (von log 3,70 auf log 4,15 an Tag 1, von log 3,80 auf log 3,99 an Tag 2 und von log 3,65 auf log 3,84 an Tag 3). An den Tagen 1 und 3 sanken die Werte zum Zeitpunkt 3 wieder, stiegen an Tag 2 auf log 4,20.

Bei den Proben nach dem Bauchschneider sanken die Werte an den Tagen 1 und 4 zum Zeitpunkt 2 ab, stiegen dann wieder an (von log 3,88 über log 3,72 auf log 4,44 an Tag 1 und von log 4,00 über log 3,80 auf log 3,97 an Tag 4). An Tag 2 wurde der höchste Median zum Zeitpunkt 2 (log 4,18) nachgewiesen, an Tag 3 stiegen die Werte über den Tag an (von log 3,50 über log 3,85 auf log 3,95).

An den Tagen 1 und 2 (mit Wasser) stiegen nach dem Ausnehmer die Mediane von log 3,88 auf log 4,60 an Tag 1 und von log 4,03 auf log 4,52 an Tag 2 deutlich an und sanken zum Zeitpunkt 3. An den Tagen 3 und 4 sanken die Werte kontinuierlich. An dieser Position zeigte sich im Verlauf des Schlachttages ein Absinken der GKZ an den Tagen mit dem D-Mittel, was für den positiven Effekt der CIP-Methode spricht.

5.3.2 Enterobacteriaceae

426 von 1019 untersuchten Proben waren Enterobacteriaceae-positiv. 192 (18,8 % von 1019) der Proben mit Wasser waren positiv und 234 (22,9 % von 1019) der Proben mit dem D-Mittel. Bei den Proben mit dem D-Mittel wurden somit mehr Enterobacteriaceae nachgewiesen.

Die Beprobung vor Beginn der Schlachtung zeigte, dass auf den Geräteoberflächen Enterobacteriaceae vorhanden waren, alle an Tag 1 (mit Wasser). Betrachtet man die Enterobacteriaceae zusammengefasst nach den einzelnen Tagen, zeigten sich Unterschiede. An den Tagen, an denen die Zwischenreinigung mit Wasser durchgeführt wurde, wurden an Tag 1 in 128 Proben Enterobacteriaceae nachgewiesen, an Tag 2 waren es nur 64. Wie bei den Ergebnissen der GKZ sind auch weniger Enterobacteriaceae an Tag 2 (Wasser) nachgewiesen worden. An den Tagen mit dem D-Mittel wurden 120 (Tag 3) und 114 (Tag 4) Proben positiv für Enterobacteriaceae getestet. Fasst man die Proben Tage 1 und 2 (Wasser) und 3 und 4 (D-Mittel) zusammen, sind mehr Proben mit dem D-Mittel Enterobacteriaceae-positiv. Diese Ergebnisse zeigen, dass auch Wasser mit einer Temperatur von 55-60°C eine Wirkung entfaltet.

In dieser Untersuchung lagen die Mediane der EB der Tage 3 und 4 (mit D-Mittel) über den Werten der Tage 1 und 2 (mit Wasser). An den Tagen 1 und 2 zusammen lagen die Mediane im Verlauf des Schlachttages zwischen log 1,75 und log 2,26 und an den Tagen 3 und 4 zusammen zwischen log 2,13 und log 2,45. Jeweils beide kompletten Tage und alle Probenpositionen und -zeitpunkte mit Wasser zusammen verrechnet gegen die beiden Tage mit dem D-Mittel waren die Unterschiede signifikant, mit einem p-Wert von 0,013. Zieht man aber die Mediane der Tage 1 und 2 und 3 und 4 jeweils zusammengefasst hinzu, ist auffällig, dass der Median der Tage 3 und 4 mit log 2,26 über dem Median der Tage 1 und 2 mit log 1,99 lag. Generell waren die Mediane der Enterobacteriaceae mit ca. log 2 niedriger als die der Literatur, was für eine gute Schlachthofhygiene spricht.

JIMENEZ et al. (2002) untersuchten Geflügelkarkassen am Schlachthof auf *Salmonella*, sie unterschieden zwischen Karkassen mit und ohne faecalen Kontaminationen. 20,8 % der Proben mit faecaler Kontamination waren *Salmonella*-positiv und 20,0 % der nicht kontaminierten Proben waren *Salmonella*-positiv. Die Autoren folgerten, dass nur der Nachweis von Salmonellen allein sich folglich nicht eignet um Rückschlüsse auf Kontaminationen zu ziehen. *Escherichia coli* eignet sich hingegen als Hygieneindikatorkeim, um kritische Schritte in der Bearbeitung der Schlachtkörper zu identifizieren (PACHOLEWICZ et al. 2015b).

5.3.2.1 Die Geräte

Dass die Eviszeration einen Einfluss auf den Enterobacteriaceae-Gehalt hat, zeigten MEAD et al. (1993). Hier stiegen die Werte von log 2,2 nach dem Rupfen auf log 2,7 nach der Eviszeration an. In der vorliegenden Studie waren die Geräte unterschiedlich stark mit Enterobacteriaceae belastet. So wurden am Ausnehmer insgesamt 83 Proben positiv auf EB getestet, beim Lungensauger waren es 56 Proben. Der Kloakenbohrer hatte eine geringe Nachweisrate von 16, der Bauchschneider eine von 3 positiven Proben. Auch MATIAS et al. (2010) wiesen Unterschiede bezüglich der Probennahmeposition bei Coliformen nach. So lagen die Werte vor der Eviszeration bei log 3,10 und log 3,40 und nach der Eviszeration bei log 3,28 und log 3,36. Der Innen- und Außenwäscher bewirkte eine Reduktion der Keime (log 3,12 und log 3,08). Anhand der p-Werte wurden an den Geräten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Proben mit Wasser und mit dem D-Mittel deutlich. Der höchste Median wurde mit log 3,88 nach dem Ausnehmer an Tag 3 (mit D-Mittel) nachgewiesen. In einer Studie von HERES (2011) an einem Schweineschlachtbetrieb (in der Eviszeration) wurde ein Peressigsäuregemisch mit der Desinfektion durch heißes Wasser verglichen. Nach 10 Sekunden Einwirkzeit lagen die EB-Werte mit dem Desinfektionsmittel bei $\log 0,75 \pm 0,62$ vorher und bei $\log 0,04 \pm 0,16$ und mit Wasser lagen die Werte bei $\log 0,99 \pm 0,54$ vorher und nachher war kein Wachstum nachgewiesen worden (HERES 2011).

5.3.2.1.1 Tage

Betrachtet man die einzelnen Tage getrennt, ist auffällig, dass an Tag 2 die wenigsten EB nachgewiesen wurden. So waren es zum Zeitpunkt 1 nur 11, während es an den Tagen 1 und 4 zu diesem Zeitpunkt jeweils 30 waren, an Tag 3 waren es 27. Dies spricht für eine geringere Keimbelastung durch die geschlachteten Putenherden an diesem Schlachttag. Auch die Mediane waren an Tag 2 zu den Zeitpunkten 1 und 3 (jeweils mit log 1,96) niedriger als an den anderen Tagen.

5.3.2.1.2 Tageszeit

Es zeigte sich ein geringer Anstieg der positiven Proben über den Tagesverlauf, besonders an Ausnehmer und Lungensauger. Am Ausnehmer (Tag 1, mit Wasser) wurden zum Zeitpunkt 1 5 Positive nachgewiesen (log 1,81), zum Zeitpunkt 2 waren es 10 (log 1,41), zum Zeitpunkt 3 7 (log 1,13) und nach Ende der Schlachtung (Zeitpunkt 4) wieder 7 (log 1,65) positive Proben. Ähnliches zeigte sich an Tag 4 (mit D-Mittel), hier gab es einen Anstieg von 5 positiven Proben zum Zeitpunkt 1 (log 0,81) auf 7 positive Proben (log 1,65) zum Zeitpunkt 4. An Tag 1 sanken die log-Werte leicht, an Tag 4 stiegen sie an. Ein Anstieg widerspricht der Untersuchung von WHYTE et al. (2004), hier wurden Enterobacteriaceae in Geflügelhalshaut nachgewiesen, die Werte am Morgen waren höher als die Werte am Abend (nach dem Rupfer: morgens log 3,28 und abends log 3,25, nach dem Innen- und

Außenwäscher: morgens log 3,37 und abends log 3,17). Bei den Proben mit Wasser (Tage 1 und 2) wurden mehr EB nachgewiesen.

5.4.2.2 Perikloakale Haut

Bei den perikloakalen Hautproben waren signifikante Unterschiede an der Haut nach dem Kloakenbohrer (zum Zeitpunkt 1 (p-Wert < 0,001) und 2 (p-Wert 0,028)) und nach dem Ausnehmer (zum Zeitpunkt 1 (p-Wert 0,010)) vorhanden. Es wurden mehr Enterobacteriaceae bei den Proben der Tage 3 und 4 (mit D-Mittel) nachgewiesen. ALONSO-HERNANDO et al. (2013) zeigten in einer Untersuchung, dass Peroxyessigsäure (220 ppm) nur eine geringe Reduktion von *Escherichia coli* und *Staphylococcus aureus* bei inokulierten Hähnchenschenkeln bewirkte (*E. coli* lag bei log 3,42 ± 0,34 (Kontrolle) und log 3,34 ± 0,36 (Peroxyessigsäure), *Staph. aureus* bei log 3,48 ± 0,34 (Kontrolle) und log 3,05 ± 0,84 (Peroxyessigsäure), bezogen jeweils auf KbE/cm²).

5.4.2.2.1 Tage

Hier wurden an Tag 2 (mit Wasser) die wenigsten EB nachgewiesen. Nach dem Kloakenbohrer waren nur 13 Proben an diesem Tag positiv, an Tag 3 (mit D-Mittel) waren es 30. Auch nach dem Bauchschneider und nach dem Ausnehmer wurden an Tag 2 weniger EB nachgewiesen (nach dem Bauchschneider waren es 16, nach dem Ausnehmer 15 positive Proben).

5.4.2.2.2 Tageszeit

Die EB-Werte nach dem Kloakenbohrer lagen zwischen log 1,81 und log 2,66, nach dem Bauchschneider zwischen log 1,81 und log 3,31 und nach dem Ausnehmer zwischen log 1,66 und log 3,88. OOSTEROM et al. (1983) untersuchten perikloakale Haut von Geflügelschlachtkörpern vor und nach dem Tiefgefrieren. Bei den Daten der perikloakalen Haut war nach dem Einfrieren in zwei Herden ein Abfall des Enterobacteriaceae-Gehalts pro Gramm zu erkennen (Herde 1 von log 4,14 ± 0,33 auf log 3,30 ± 0,32 und Herde 2 von log 3,89 ± 0,30 auf log 2,29 ± 0,27). Bei Herde 3 zeigte sich mit Werten vor dem Einfrieren von log 2,52 ± 0,23 und danach mit log 2,66 ± 0,42 ein leichter Anstieg. ADEYANJU und ISHOLA (2014) wiesen ähnlich hohe Enterobacteriaceae-Werte von log 3,99 ± 2,53 KbE/g im Schlachthof in Nigeria nach. Bei der Haut nach dem Kloakenbohrer zeigten die p-Werte zu den Zeitpunkten 1 (p-Wert < 0,001) und 2 (p-Wert 0,028) signifikante Unterschiede, und auch die OR deuten nach unseren Berechnungen auf eine erhöhte Wahrscheinlichkeit mit dem D-Mittel EB-positiv zu sein (OR zum Zeitpunkt 1: 18,000 und OR zum Zeitpunkt 2: 6,000). Auch bei den Hautproben nach dem Ausnehmer war zum Zeitpunkt 1 die OR hinweisend auf eine erhöhte Wahrscheinlichkeit mit dem D-Mittel EB-positiv zu sein (OR: 12,000) und der p-Wert war mit 0,010 signifikant.

5.3.3 Staphylokokken

Die Staphylokokken-Funde in dieser Untersuchung waren mit 7,85 % gering. SCHAUMBURG et al. (2014) untersuchten *Staphylococcus aureus* in Geflügelfleisch, sie hatten niedrigere Nachweise (3,3 %, 5 Funde aus 151 Proben). NORMANNO et al. (2007) wiesen aus 993 Fleischprodukte in 100 Proben (10 %) *Staphylococcus aureus* nach. Gleichzeitig wurden 641 Milchprodukte untersucht, die mit 109 positiven Proben von 641 Proben mehr Staphylokokkenfunde zeigten. Die Kontaminationsrate der Milch und der Milchprodukte lag signifikant über derjenigen der Fleischprodukten ($p < 0,001$). Somit lagen die Werte der vorliegenden Untersuchung zwischen den Daten von SCHAUMBURG et al. (2014) und NORMANNO et al. (2007).

Die Anzahl der Staphylokokken-Nachweise lag unter den Werten, die für die Enterobacteriaceae ermittelt wurden. Eine Untersuchung von Biofilmen von FURUKAWA et al. (2010) zeigte, dass *Staphylococcus aureus* sich kaum durch destilliertes Wasser abspülen lässt, wohingegen bei *E.coli* eine Reduktion von einer log-Stufe erreicht wurde. Somit war der *Staphylococcus aureus*-Biofilm resistenter der Reinigung gegenüber als der *Escherichia coli*-Biofilm. In der vorliegenden Untersuchung lagen die Enterobacteriaceae-Funde deutlich über denen der Staphylokokken und es wurden keine Biofilme untersucht. Auch konnte in dieser Untersuchung eine Reduktion der Staphylokokken durch das Desinfektionsmittel erreicht werden, bei den Enterobacteriaceae gelangen mit dem D-Mittel mehr Nachweise. Es gilt aber zu beachten, dass dies eine Felduntersuchung mit unterschiedlichen Putenherden ist. Auch die Reinigung und Desinfektion zwischen den Schlachttagen gilt es zu beachten, denn es waren vor Schlachtbeginn Staphylokokken nachweisbar, so zum Beispiel am Ausnehmer. Hier waren 5 Proben Staphylokokken-positiv (Tage 1 und 2, mit Wasser), diese Zahlen waren mit einem p-Wert von 0,017 signifikant unterschiedlich den zu den Daten mit dem D-Mittel (0 Positive). Hinsichtlich der Saisonalität zeigten sich in einer Studie von COHEN et al. (2007) bei *Staphylococcus* kaum Unterschiede in der Nachweisbarkeit im Putenfleisch (log 2,5 im Sommer und log 2,3 im Winter).

5.3.3.1 Die Geräte

An den Geräten wurden die meisten Staphylokokken nachgewiesen (43 der 80 Staphylokokken-Funde) wobei die meisten positiven Proben vom Ausnehmer stammten (30). Nur 27 der Staphylokokken-Funde stammten von den perikloakalen Hautproben.

5.3.3.1.1 Tage

An Tag 2 (Wasser) wurden an Kloakenbohrer und Bauchsneider die einzigen Staphylokokken nachgewiesen, am Ausnehmer war es an Tag 1 die meisten (mit Wasser, 14 positive Proben). Allerdings wurden an diesem Tag auch 5 Proben zum Zeitpunkt 0 (vor Beginn der Schlachtung) positiv getestet, was Auskunft über die Grundhygiene vor

Schlachtbeginn gibt. Die Proben der Tage mit Wasser (Tage 1 und 2) wiesen mehr Staphylokokken auf.

5.3.3.1.2 Tageszeit

In einer Studie von WHYTE et al. (2004) zeigten sich Unterschiede im Nachweis von *Staphylococcus aureus* hinsichtlich des Probennahmezeitpunktes bei Geflügelhalshautproben (nach dem Rupfer: morgens log 3,04 und abends log 2,89, nach dem Innen- und Außenwäscher: morgens log 2,48 und abends log 2,09). Diese Ergebnisse zeigten sich ähnlich bei allen Proben mit dem D-Mittel zusammengefasst (Zeitpunkt 1: 12 Positive und Zeitpunkt 4: 6 Positive). Die Anzahl der positiven Proben zu den unterschiedlichen Zeitpunkten der Tage mit Wasser im laufenden Prozess ähnelten sich (10 bis 13 positive Proben). Gegenteilig war es bei BÖRNSEN und SINELL (1978), hier traten Staphylokokken am Anfang der Schlachtkette wenig auf, im Rahmen des Schlachtprozesses konnte ein Anstieg der Staphylokokken-Kontamination festgestellt werden. Zusammengefasst sind bei den Proben mit dem D-Mittel weniger Staphylokokken in den 1019 untersuchten Proben nachgewiesen worden (mit Wasser 53 (5,2 %) und mit dem D-Mittel 27 (2,6 %)).

Die Medianwerte der Staphylokokken-positiven Proben waren niedrig. Auch hier zeigte sich ein Unterschied zwischen den Proben der Geräte und den Hautproben. Bei den Geräten wurden am Ausnehmer die meisten positiven Proben nachgewiesen, allerdings nur mit Werten von log 0,81 bis log 2,23. Am Kloakenbohrer wurden insgesamt nur 2 Proben positiv auf Staphylokokken getestet, beide an Tag 2 (mit Wasser), mit Werten von log 0,50 und log 1,03. Auch am Bauchschneider gab es nur eine positive Probe, diese auch an Tag 2 (mit log 2,41). Am Lungensauger waren vereinzelt eine, maximal zwei Proben pro Zeitpunkt Staphylokokken-positiv mit log-Werten zwischen log 0,50 und log 2,02. An den Geräten wurden mehr Proben der Tage mit Wasser positiv auf Staphylokokken getestet.

5.3.3.2 Perikloakale Haut

5.3.3.2.1 Tage

Wurden die Tage einzeln betrachtet, wurden an den Tagen 1 und 2 (Wasser) die meisten Staphylokokken nachgewiesen, an Tag 2 besonders bei den perikloakalen Hautproben. Hier waren nach dem Kloakenbohrer 8 Proben positiv, an Tag 1 (Wasser) und Tag 3 (D-Mittel) waren es 2 und an Tag 4 (D-Mittel) waren es 3 Positive. Somit waren nach dem Kloakenbohrer an den Tagen mit Wasser zusammengefasst 10 positive Proben und 5 an den Tagen mit dem D-Mittel gefunden worden. Auch nach dem Bauchschneider und nach dem Ausnehmer waren an den Tagen mit Wasser mehr Proben positiv in der Untersuchung auf Staphylokokken. Nach dem Bauchschneider waren es 8 mit Wasser und 4 mit dem D-Mittel, nach dem Ausnehmer waren es 9 mit Wasser und 1 mit dem D-Mittel. Es lässt sich

erkennen, dass bei den Hautproben an den Tagen mit dem D-Mittel weniger Staphylokokken nachgewiesen wurden.

5.3.3.2 Tageszeit

Bei den Hautproben wurden die höchsten Mediane mit log 3,47 (nach dem Bauchschneider) und log 4,05 (nach dem Ausnehmer) nachgewiesen. Die Anzahl der Staphylokokken-positiven Proben zeigte keine eindeutige Tendenz über den Schlachttag. Signifikante Unterschiede waren nicht berechenbar. Bei MEAD et al (1993) lagen die Werte bei Puten nach dem Rupfen mit log 2,2 meist über den Werten dieser Untersuchung.

5.3.3.3 Koagulaseverhalten

Nur 37 der 80 Proben waren Koagulase-positiv, und 43 der Proben Koagulase-negativ. An den Tagen 1 und 2 (Wasser) waren mehr Proben Koagulase-positiv, an den Tagen 3 und 4 (D-Mittel) waren mehr Proben negativ für den Test auf Koagulase. Laut SENER und TEMIZ (2007) ist *Staphylococcus aureus* einigen gängigen Desinfektionsmittel (Natriumhypochlorid, Alkohol) gegenüber resistenter als andere *Staphylococcus spp.*

5.3.4 Campylobacter

Im Rahmen der Schlachtung kann es zum Eintrag von *Campylobacter* kommen. Trägerherden kontaminieren die Geräte im Schlachthof, sodass das Fleisch von nachfolgenden negativen Herden kontaminiert wird (GENIGEORGIS et al. 1986). OOSTEROM et al. (1983) untersuchten das Verhalten von *Campylobacter* auf Oberflächen und stellten fest, dass sich *Campylobacter* dort halten konnte, wo die Fläche feucht blieb. Es zeigte sich, dass *C. jejuni* und *C. coli* auch über Nacht auf den Geräteoberflächen überleben können (PEYRAT et al. 2008a). Kreuzkontaminationen zwischen den Broilerherden mit *Campylobacter* sind mit den heutigen Schlachttechniken unvermeidbar. Somit stellt eine einzelne *Campylobacter*-positive Herde bereits eine Gefahr für eine nachfolgende negative Herde dar (PERKO-MÄKELÄ et al. 2011). Bei *Campylobacter*-negativen Herden wurden nach dem Schlachtprozess dieselben *Campylobacter*-Subtypen wie bei den positiven Herden nachgewiesen, auch wenn die negativen erst an den Folgetagen geschlachtet wurden (PERKO-MÄKELÄ et al. 2011). Auch bei GRUNTAR et al. (2015) waren alle Proben von dem Betäubungsbad, dem Kloakenbohrer und dem Ausnehmer vor Beginn der Schlachtung *Campylobacter*-negativ und nach der Schlachtung *Campylobacter*-positiv. Der Brühtank war vor und nach der Schlachtung *Campylobacter*-negativ. Somit ist anzunehmen, dass *Campylobacter* die 54 °C im Brühtank nicht überlebt (GRUNTAR et al. 2015).

In dieser Untersuchung wurden die Proben mit Wasser im Mai und Juni 2014 genommen und die Proben mit dem D-Mittel im September 2014 und Januar 2015. Der Nachweis von *Campylobacter* zeigt einen Zusammenhang mit wärmeren Temperaturen. Laut COLLINS

und HUEY (2015) liegt Saisonalität vor, im späten Sommer und Herbst waren hier mehr Tiere positiv, ELLERBROEK et al. (2010) wiesen von Juni bis August die höchsten *Campylobacter*-Kontaminationen (zu je 100 %) auf Broilerfarmen nach. Auch ROSENQUIST et al. (2013) wiesen bei Broilern aus biologischer Haltung und aus konventioneller Haltung in Dänemark einen Anstieg von *Campylobacter* in den warmen Monaten des Jahres nach. ESTEBAN et al. (2008) überprüften *Campylobacter*, *Salmonella*, *Listeria* und Shigatoxinproduzierende *Escherichia coli* in Freilandgeflügelhaltungen und fanden bei keinen der Pathogenen eine Assoziation zur Probennahmesaison, HAMIDI et al. (2014) wiesen in einem Geflügelschlachtbetrieb in Deutschland die meisten *Campylobacter* im Frühjahr nach. HABIB et al. (2012) untersuchten *Campylobacter* in 9 belgischen Schlachtbetrieben. 51,9 % der beprobten Broilerschlachtkörper waren *Campylobacter*-positiv (202 von 389). Hier zeigte sich bei den Proben im Juni und September eine höhere Prävalenz und Konzentration als bei den Proben im Januar (allerdings nicht im Juli und August).

9 der Proben nach dem Kloakenbohrer und 5 der Proben nach dem Ausnehmer waren positiv für das Genus *Campylobacter*, wobei nur Proben von den Tagen mit Wasser positiv auf das Genus *Campylobacter* getestet wurden, in einer Probe an Tag 3 wurde aber die Spezies *C. coli* nachgewiesen. Die Berechnung der Unterschiede zwischen den Tagen mit Wasser und mit dem D-Mittel stellte sich mit einem p-Wert von $< 0,001$ signifikant dar. Die Odds Ratio spricht mit einem Wert von 0,689 nach unseren Berechnungen dafür, dass die Wahrscheinlichkeit mit dem D-Mittel geringer ist *Campylobacter*-positiv zu sein. Die Speziesdifferenzierung ergab 5 *C. coli* nach dem Kloakenbohrer, 2 *C. jejuni* und 3 *C. coli* an den Tagen mit Wasser und 1 *C. coli* von einer Probe nach dem Ausnehmer (Tag 3, mit D-Mittel). Der Speziesnachweis von *C. coli*, ohne dass das Genus *Campylobacter* nachgewiesen wurde, ist auf die unterschiedliche Sensitivität der Primer zurückgeführt.

Bei PEYRAT et al. (2008a) wurden 25 *C. jejuni*-Isolate und ein *C. coli*-Isolat auf den Geräteoberflächen nach der Reinigung nachgewiesen. Vor der Reinigung waren es 90 *C. jejuni*-Isolate und 19 *C. coli*-Isolate. Die Autoren schlussfolgern, dass *C. coli* sensitiver zu sein scheint, oder nach der Reinigung schlechter zu detektieren. *C. jejuni* war die am meisten nachgewiesene Spezies, isoliert aus 87 % der positiven Proben, *C. coli* lag mit 8 % deutlich darunter (PEYRAT et al. 2008b). *C. jejuni* wurde von ELLERBROEK et al. (2010) mit 64,0 % am häufigsten auf dem Schlachthof nachgewiesen, *C. coli* lag bei 36,0 %. In der vorliegenden Studie lagen die Funde von *C. coli* (9) über den Funden von *C. jejuni* (2) und bestätigen somit die Werten von Ellerbroek et al. (2010) und PEYRAT et al. (2008b) nicht. Auch *Campylobacter jejuni* und *Campylobacter coli* können über Nacht auf den Geräteoberflächen überleben (PEYRAT et al. 2008a). 9 von 51 Proben waren in einer Untersuchung von PEYRAT et al. (2008b) nach der Reinigung und Desinfektion positiv für

Campylobacter (2 von den Rupffingern, 6 von den Maschinen der Eviszeration und 1 von einem Förderband). In drei der vier Schlachtbetriebe überlebte *Campylobacter* die Reinigung und Desinfektion (PEYRAT et al. 2008b).

5.4 Praktische Folgerungen

Das EU-Lebensmittelrecht hat das Ziel, die Konsumenten vor potenziellen Gesundheitsgefährdungen zu schützen und ein hohes Maß an Verbraucherschutz in allen Bereichen der Lebensmittelkette zu gewährleisten. Dies wird durch geeignete Verfahren wie Gute Hygienepraxis und Maßnahmen zur Gefahrenkontrolle in jedem Schritt der Lebensmittelkette erreicht (EFSA 2014b).

Im Rahmen dieser Untersuchung wurde ein Desinfektionsmittelgemisch (hier bezeichnet als D-Mittel) als Cleaning in Place (CIP) im laufenden Betrieb bei der Gewinnung von Geflügelfleisch eingesetzt und die Effekte mit dem Einsatz von heißem Trinkwasser verglichen.

Unter den Bedingungen der praktischen Produktion waren die Ergebnisse wie folgt:

5.4.1 Tagesvergleich

Gesamtkeimzahl

Am Kloakenbohrer wurden Medianwerte zwischen log 0,37 und log 1,97 nachgewiesen. Der Tag 1 (mit Wasser) zeigte die niedrigsten Werte von allen Tagen, Tag 4 (mit D-Mittel) die höchsten Werte. Am Bauchsneider lagen die Mediane zwischen log 0,63 und log 3,35. Hier wurde die höchste GKZ an Tag 1 und die niedrigste an Tag 4 nachgewiesen. Die Medianwerte am Ausnehmer lagen zwischen log 0,56 und log 3,70. Die Medianwerte waren an Tag 3 (mit D-Mittel) zu den Zeitpunkten 2 und 3 am niedrigsten. Der Lungensauger wies Medianwerte zwischen log 0,41 und log 4,02 auf, zum Zeitpunkt 4 an den Tagen 3 und 4 (beide mit D-Mittel) lagen höhere Medianwerte als an den Tagen mit Wasser vor. Bei den perikloakalen Hautproben lagen die Werte von Tag 2 (mit Wasser) an allen drei Positionen (nach dem Kloakenbohrer, nach dem Bauchsneider, nach dem Ausnehmer) zu den Zeitpunkten 2 und 3 über den Werten der Tage mit dem D-Mittel. Bei der perikloakalen Haut, die nach dem Ausnehmer genommen wurde, waren an Tag 1 (mit Wasser) die Medianwerte zu den Zeitpunkten 2 und 3 am höchsten.

Enterobacteriaceae

Bei den Enterobacteriaceae war die Anzahl der positiven Proben unterschiedlich. An Tag 1 (mit Wasser) waren es 128, an Tag 2 (mit Wasser) 64, an Tag 3 (mit D-Mittel) 120 und an Tag 4 (mit D-Mittel) 114. Der niedrigste Median aller positiven Proben wurde an Tag 2 nachgewiesen (mit Wasser, log 1,96), der höchste an Tag 3 (mit D-Mittel, log 2,36). Am Ausnehmer wurden an Tag 2 (mit Wasser) die wenigsten EB nachgewiesen (9), die meisten an Tag 1 (31, mit Wasser). Am Lungensauger waren an Tag 1 (mit Wasser) die meisten positiven Proben vorzufinden.

Staphylokokken

Am Kloakenbohrer wurden nur an Tag 2 (mit Wasser) Staphylokokken nachgewiesen und auch bei der Haut nach dem Kloakenbohrer, dem Bauchschneider und dem Ausnehmer lagen an Tag 2 die meisten Staphylokokken-positiven Proben vor. Am Ausnehmer waren an Tag 1 (mit Wasser) die meisten Proben (14) positiv für Staphylokokken. An den Tagen mit dem D-Mittel wurden weniger Staphylokokken nachgewiesen: an Tag 1 waren es 26, an Tag 2 waren es 27 (beides Tage mit Wasser), an Tag 3 (mit D-Mittel) waren die wenigsten Proben positiv (9) und an Tag 4 (mit D-Mittel) waren es 18.

Campylobacter

An Tag 1 (mit Wasser) waren 5 Proben positiv für das Genus *Campylobacter*, an Tag 2 (mit Wasser) waren es 9. Die Speziesdifferenzierung ergab 2 Nachweise von *C. jejuni* und 8 Nachweise von *C. coli* an den Tagen mit Wasser, an Tag 3 nur einmal die Spezies *C. coli* und an Tag 4 keinen Nachweis.

5.4.2 Tagesvergleich (mit Wasser/ mit D-Mittel)

Gesamtkeimzahl

Am Kloakenbohrer lagen signifikante Unterschiede zum Zeitpunkt 3 vor, hier lagen die Werte der Tage mit dem D-Mittel über denen der Tage mit Wasser. Am Bauchschneider waren die Unterschiede zum Zeitpunkt 4 signifikant, bei den Proben mit dem D-Mittel waren die GKZ-Werte niedriger. Am Ausnehmer lagen keine, am Lungensauger lagen signifikante Unterschiede vor. Hier waren signifikante Unterschiede zu den Zeitpunkten 1, 2, 3 und 4 zu berechnen, hier lagen zu den Zeitpunkten 1, 2 und 3 die Werte der Tage mit dem D-Mittel unter den Werten der Tage mit Wasser, zum Zeitpunkt 4 hatten die Tage mit Wasser die niedrigere GKZ. Bei den perikloakalen Hautproben war nach dem Kloakenbohrer zum Zeitpunkt 2, nach dem Bauchschneider zum Zeitpunkt 1 und 3 und nach dem Ausnehmer zu

den Zeitpunkten 2 und 3 signifikante Unterschiede berechenbar, hier wurde immer eine höhere GKZ bei den Proben mit Wasser nachgewiesen.

Enterobacteriaceae

Alle EB-positiven Proben zusammengerechnet zeigten einen signifikanten Unterschied (p-Wert 0,013). Bei den Proben mit Wasser waren 192 EB-positiv und bei den Proben mit dem D-Mittel waren 234 Proben EB-positiv. Es waren insgesamt mehr Proben mit der D-Mittel-Methode (Tage 3 und 4) EB-positiv.

Signifikante Unterschiede lagen bei der perikloakalen Haut nach dem Kloakenbohrer (Zeitpunkt 1 und 2) und nach dem Ausnehmer (Zeitpunkt 1) vor. Hier waren in allen Fällen an den Tagen mit dem D-Mittel mehr EB-positive Proben nachgewiesen worden.

Staphylokokken

Die Untersuchung auf Staphylokokken zeigte, dass bei den Proben mit Wasser (Tage 1 und 2) signifikant mehr Proben Staphylokokken-positiv waren (mit Wasser: 53, mit D-Mittel 27). Die Mediane aller Proben mit Wasser zusammengefasst und nach Zeitpunkten unterteilt lagen bei den Proben mit Wasser an vier der fünf Zeitpunkten höher als die Werte der Proben mit dem D-Mittel. Signifikante Unterschiede an den einzelnen Positionen waren nur am Ausnehmer (Zeitpunkt 0, vor Schlachtbeginn) zu berechnen. Bei den perikloakalen Hautproben wurden insgesamt mehr Staphylokokken an den Tagen mit Wasser nachgewiesen.

Campylobacter

Es zeigte sich ein signifikanter Unterschied zwischen der Anzahl der an den Tagen mit Wasser *Campylobacter*-positiv getesteten Proben und den Proben der Tage mit dem D-Mittel. In den Proben mit Wasser wurden in der Haut nach dem Kloakenbohrer 9 und in der Haut nach dem Ausnehmer 5 Proben positiv für das Genus *Campylobacter* getestet, an den Tagen mit dem D-Mittel wurde nur an Tag 3 in einer Probe die Spezies *C. coli* aufgezeigt. Es wurde in 2 Proben an den Tagen mit Wasser (1 und 2) die Spezies *C. jejuni* und in 8 Proben *C. coli* nachgewiesen.

5.4.3 Tageszeiten an den einzelnen Tagen

Gesamtkeimzahl

Am Kloakenbohrer zeigten sich, dass Tag 4 (mit D-Mittel) mit dem höchsten Median zum Zeitpunkt 0 begann, zum Zeitpunkt 1 aber absank (von log 1,95 auf log 1,02). Die anderen Tage zeigten einen Anstieg der Medianwerte bis Zeitpunkt 2, zum Zeitpunkt 3 ein Absinken

und zum Zeitpunkt 4 wurde an allen vier Tagen der höchste Median nachgewiesen. Am Bauchschneider zeigten sich höhere GKZ-Werte nach Ende der Schlachtung an den Tagen mit Wasser (Tage 1 und 2), wobei Tag 4 (mit D-Mittel) mit log 1,52 den niedrigsten Wert aufwies. Die GKZ am Ausnehmer war zu den Zeitpunkten 2 und 3 an Tag 3 (mit D-Mittel) am niedrigsten. Am Lungensauger wurden an Tag 1 (mit Wasser) die höchsten und an Tag 3 (mit D-Mittel) die niedrigsten Medianwerte nachgewiesen. Bei den perikloakalen Hautproben lagen die Medianwerte zwischen log 3,50 und log 4,60. Nach dem Ausnehmer war die GKZ der Tage 1 und 2 (mit Wasser) zu den Zeitpunkten 2 und 3 höher als an den Tagen mit dem D-Mittel. Zum Zeitpunkt 3 sanken die Werte an allen Tagen ab.

Enterobacteriaceae

Es zeigte sich, dass, auch wenn zu Beginn der Schlachtung EB nachgewiesen wurden, die Proben zum späteren Zeitpunkt an dieser Position EB-negativ sein konnten. Besonders am Lungensauger war ein Anstieg der EB-positiven Proben im Tagesverlauf deutlich. An Tag 4 (mit D-Mittel) waren zum Zeitpunkt 1 und 2 jeweils eine Probe positiv, zum Zeitpunkt 3 waren es 3 und nach Ende der Schlachtung (Zeitpunkt 4) stieg die Anzahl der EB-positiven Proben auf 10 an.

Staphylokokken

Eine Beurteilung der Staphylokokken über den Tag ist aufgrund der geringen Nachweisrate schwierig. Am Ausnehmer waren an Tag 1 bereits zum Zeitpunkt 0 in 5 Proben Staphylokokken nachweisbar. Zur Mittagszeit (Zeitpunkt 3) waren aber alle Proben Staphylokokken-negativ, nach Ende der Schlachtung (Zeitpunkt 4) waren wieder 6 Proben positiv.

5.4.4 Tageszeiten (mit Wasser/ mit D-Mittel)

Gesamtkeimzahl

Am Kloakenbohrer zeigte sich ein Anstieg der GKZ zum Ende der Schlachtung hin an allen vier Probennametag. Die GKZ-Werte von den Proben vom Bauchschneider zeigten einen deutlichen Anstieg von Zeitpunkt 0 zum Zeitpunkt 4. Am Ausnehmer stieg die GKZ nach Beginn der Schlachtung deutlich an, sank dann zum Mittag an allen Tagen, um zum Ende der Schlachtung wieder anzusteigen. Auch am Lungensauger zeigte sich ein deutlicher Anstieg zum Schlachtende (Zeitpunkt 4) hin.

Enterobacteriaceae

Bei den Enterobacteriaceae zeigte sich bei beiden Methoden (mit Wasser/ mit D-Mittel) ein Anstieg im Tagesverlauf. Besonders deutlich wurde die Zunahme der EB-positiven Proben

am Lungensauger zum Zeitpunkt 4 hin. Ein Unterschied zwischen den untersuchten Methodiken (Wasser/ D-Mittel) wurde nicht deutlich.

Staphylokokken

Bei den Staphylokokken war keine Veränderung der Anzahl und Werte über den Tag deutlich. Staphylokokken traten zu allen Zeitpunkten vereinzelt auf. Staphylokokken-positive Positionen waren im Rahmen der zeitlich folgenden Beprobung negativ.

Final kann CIP während der laufenden Produktion (z.B. in der Produktion von Geflügelfleisch) nicht mit der Desinfektion im eigentlichen Sinne gleichgestellt werden, neben den vorhandenen Faktoren Konzentration, Temperatur und behandelte Oberfläche ist der kurze Einwirkzeitraum der limitierende Faktor. Dennoch scheint CIP eine weitere Ergänzung zu den Hygienebemühungen in der Produktion zu sein, bedarf jedoch weiterer Anstrengungen.

6. Zusammenfassung

Ziel der vorliegenden Studie war es, eine CIP-Methode mit einem auf Peroxyessigsäure basierenden Oberflächendesinfektionsmittel in einem Putenschlachtbetrieb im laufenden Prozess zu untersuchen. Das Desinfektionsmittelgemisch wurde mittels Düsen auf die Geräteoberflächen aufgetragen. Ein Abspülen erfolgte nicht. Als Untersuchungsziele dienten die Gesamtkeimzahl, Enterobacteriaceae, Staphylokokken und *Campylobacter*.

Es wurden Proben von den Bearbeitungseinheiten der Geräteoberflächen (Kloakenbohrer, Bauchschneider, Ausnehmer und Lungensauger) und von Putenkarkassen an diesen Positionen (perikloakale Haut nach dem Kloakenbohrer, nach dem Bauchschneider und nach dem Ausnehmer) genommen. Die Probennahme fand an vier Tagen im Zeitraum von Mai 2014 bis Januar 2015 statt. An je zwei Probennahmetagen erfolgte die Reinigung durch das Besprühen der Geräte mit heißem Wasser, an den zwei anderen Tagen durch das Desinfektionsmittelgemisch. Für die Beprobung wurde jeweils eine Herde männlicher Puten ausgewählt. Genommen wurden die Proben an fünf Zeitpunkten: vor der Schlachtung (Zeitpunkt 0), zu Beginn der Schlachtung (Zeitpunkt 1, erster Teil der Herde), im Verlauf des Morgens (Zeitpunkt 2, erster Teil der Herde), mittags (Zeitpunkt 3, zweiter Teil der Herde), nach Ende der Schlachtung (Zeitpunkt 4). In der Zwischenzeit zwischen Zeitpunkt 2 und 3 wurden nicht in die Untersuchung einbezogene Herden prozessiert.

Die Proben wurden im Schlachtbetrieb eingefroren. Die Gesamtkeimzahl, Enterobacteriaceae und Staphylokokken wurden mikrobiologisch, *Campylobacter* wegen seiner Tiefgefrierempfindlichkeit molekularbiologisch erhoben. Insgesamt wurden 1019 Proben aufgearbeitet und untersucht.

Für die Gesamtkeimzahl zeigten sich an den Geräten signifikante Unterschiede zwischen den Proben mit Wasser und den Proben mit dem Desinfektionsmittelgemisch anhand der Mediane. Die Proben mit dem Desinfektionsmittelgemisch zeigten in diesen Fällen eine signifikant niedrigere Keimbelastung: am Bauchschneider (Zeitpunkt 4, p-Wert < 0,001) und am Lungensauger (Zeitpunkt 1, p-Wert 0,004, Zeitpunkt 2, p-Wert <0,001, Zeitpunkt 3, p-Wert 0,007), aber am Kloakenbohrer (Zeitpunkt 3, p-Wert 0,027) und am Lungensauger (Zeitpunkt 4, p-Wert 0,001) waren die Medianwerte der Tage mit dem Desinfektionsmittelgemisch höher.

Bei der Gesamtkeimzahl der perikloakalen Hautproben waren signifikante Unterschiede an allen drei Lokalisationen (nach dem Kloakenbohrer, nach dem Bauchschneider und nach dem Ausnehmer) erkennbar, aber nicht immer zu allen Zeitpunkten. Die Proben der Tage mit

dem Desinfektionsmittelgemisch hatten einen niedrigeren GKZ-Median. Die höchsten Medianwerte lagen aber an Tagen mit Wasser und auch an den Tagen mit dem Desinfektionsmittelgemisch (Tage 3 und 4). Nachgewiesene signifikante Unterschiede zeigen, dass die Methode mit dem Desinfektionsmittelgemisch zu einer Keimreduktion führte, die Medianwerte lagen aber häufig dicht beieinander.

426 von 1019 Proben waren positiv für Enterobacteriaceae. Zwischen den Proben mit Wasser und mit dem Desinfektionsmittelgemisch wurden an den Geräten keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen. Bei den perikloakalen Hautproben wurden signifikante Unterschiede nach dem Kloakenbohrer (Zeitpunkte 1 und 2) und nach dem Ausnehmer (Zeitpunkt 1) deutlich, es waren aber mehr Proben mit dem Desinfektionsmittelgemisch Enterobacteriaceae-positiv. In den Proben der Tage mit Wasser wurden weniger Enterobacteriaceae nachgewiesen.

In 80 Proben wurden Staphylokokken nachgewiesen. Signifikante Unterschiede waren mit einem p-Wert von 0,017 nur am Ausnehmer (Zeitpunkt 0, vor der Schlachtung) berechenbar. Der Median lag hier bei log 1,89. Es wurden zu diesem Zeitpunkt in 5 Proben von den Tagen mit Wasser Staphylokokken nachgewiesen, an den Tagen mit Desinfektionsmittelgemisch in keiner. Der Zeitpunkt 0 gibt allerdings nur Auskunft über den Erfolg der Grundreinigung vor Schlachtbeginn.

Bei der Untersuchung auf *Campylobacter* wurden bei den Proben mit Wasser 14 Proben positiv auf das Genus *Campylobacter* getestet, in 2 Proben wurde die Spezies *C. jejuni* und in 8 Proben die Spezies *C. coli* nachgewiesen. Bei den Proben mit dem Desinfektionsmittelgemisch wurde in nur einer Probe die Spezies *C. coli* nachgewiesen. Damit lagen signifikante Unterschiede mit einem p-Wert von $< 0,001$ vor.

Unter den gegebenen Praxisbedingungen waren die Ergebnisse wie folgt: die Wirksamkeit der untersuchten CIP-Methodik unter Einsatz eines Oberflächendesinfektionsmittels war einer CIP-Methode unter Einsatz von heißem Wasser vergleichbar. Eine eindeutige Keimreduktion erfolgte nicht, dies kann mit der kurzen Zeit, die das Desinfektionsmittelgemisch einwirken konnte, begründet werden. Der gute Effekt der Wasserbehandlung kann durch die hohen Temperaturen und den reinigungstechnisch glatten Oberflächen begründet werden. Insgesamt scheint CIP jedoch eine sinnvolle und notwendige Ergänzung zu den Hygienebemühungen in schnell laufenden Produktionsbändern zu sein. Das Verfahren bedarf jedoch weiterer Anstrengungen.

7. Summary

Effect of cleaning in place (CIP) in the poultry meat production process

The aim of this study was to investigate the efficiency of a CIP-method using a surface disinfectant, based on peroxyacetic acid, in a turkey processing plant while carcass processing continued. The disinfectant mixture was applied via nozzles on the surface of the machines and not removed afterwards by rinsing. The performance targets were APC (aerobic plate count), Enterobacteriaceae (EB), *Staphylococcus* and *Campylobacter*.

Samples were taken from the surfaces of the machines (vent cutter, opening machine, evisceration machine and lung remover) of the processing units and, at these positions, of the turkey carcasses i.e. pericloacal skin after the vent cutter, after the opening machine and after the evisceration machines. The sampling was done on four days from May 2014 until January 2015. At two days the cleaning was done by sprinkling the machines with hot water and on the other two days with the disinfectant. For the sampling a herd of male turkey was chosen and split in two groups. The samples were taken at five times during the day: before slaughter (time 0), at the beginning of slaughter (time 1, first part of the flock), during the morning time (time 2, first part of the flock), at noon (time 3, second part of the flock) and after slaughter (time 4). In the time period between time 2 and 3 flocks that have not been part of the study were processed.

The samples were frozen at the processing plant. APC, Enterobacteriaceae and *Staphylococcus* were analysed microbiologically, *Campylobacter* by molecular microbiology only. In total 1019 samples were processed and analysed.

For APC significant differences between the samples with hot water only and with the disinfectant on the machines were shown. The samples from the days with water had higher median values: at the opening machine (time 4: p-value < 0,001) and at the lung remover (time 1: p-value 0,004, time 2: p-value < 0,001, time 3: p-value 0,007). However, at the vent cutter (time 3: p-value 0,027) and at the lung remover (time 4: p-value 0,001) the samples with the disinfectant mixture showed higher median values.

On the pericloacal skin, significant differences were demonstrated at all three localizations (after the vent cutter, after the opening machine and after the evisceration machine); the samples from the days 1 and 2 (with water) had lower median values whereas the highest mean values were found on days with water and with the disinfectant mixture. In our study significant differences were shown which proofed that the disinfectant mixture led to a

reduction of bacteria, however we noticed that often the median values were close to each other.

426 out of 1019 samples were positive for Enterobacteriaceae. On the machines there were no significant differences found regarding the occurrence of Enterobacteriaceae between the samples with water and with the disinfectant mixture. The pericloacal skin samples were different. Here significant differences became apparent after the vent cutter and after the evisceration machine, more samples with the disinfectant mixture had been Enterobacteriaceae-positive.

In 80 samples *Staphylococcus* was identified. Significant differences with a p-value of 0,017 were only shown at the evisceration machine (time 0, before slaughter). The median was log 1,89. *Staphylococcus* was shown at this time point in 5 samples from the days with water, but in none with the disinfectant mixture. Samples from time 0 only give information about the cleaning procedures done before the beginning of slaughter.

When analysing for *Campylobacter*, 14 samples from the days with water were tested positive for the genus *Campylobacter*, in 2 samples the species *C. jejuni* and in 8 samples the species *C. coli* was detected. From the samples with the disinfectant mixture the species *C. coli* was detected in one sample. These differences were significant at a p-value of < 0,001.

Under the given practical conditions in an ongoing slaughter process the results were as follows: the efficacy of the investigated CIP-method using a surface disinfectant was comparable to the use of hot water. A clear reduction of microorganisms did not occur, possibly due to the short time the disinfectant could react. The good effect of the water treatment can be explained by the high temperatures and the cleaning related smooth surfaces. In total, CIP seems to be a reasonable and necessary addition for interval cleaning for fast running production lines. The procedure still deserves further efforts.

8. Literaturverzeichnis

- ABU-RUWAIDA, A. S., W. N. SAWAYA, B. H. DASHTI, M. MURAD und H. A. AL-OTHMAN (1994):
Microbiological quality of broilers during processing in a modern commercial slaughterhouse in Kuwait.
Journal of Food Protection, 57(Number 10): 887-892(886).
- ADEYANJU, G. T. und O. ISHOLA (2014):
Salmonella and Escherichia coli contamination of poultry meat from a processing plant and retail markets in Ibadan, Oyo State, Nigeria.
Springerplus 3: 139.
- ALONSO, M. Z., N. L. PADOLA, A. E. PARMA und P. M. LUCCHESI (2011):
Enteropathogenic Escherichia coli contamination at different stages of the chicken slaughtering process.
Poultry Science 90(11): 2638-2641.
- ALONSO-HERNANDO, A., R. CAPITA und C. ALONSO-CALLEJA (2012):
Behaviour of co-inoculated pathogenic and spoilage bacteria on poultry following several decontamination treatments.
International Journal of Food Microbiology 159: 152-159.
- ALONSO-HERNANDO, A., C. ALONSO-CALLEJA und R. CAPITA (2013):
Growth kinetic parameters of Gram-positive and Gram-negative bacteria on poultry treated with various chemical decontaminants.
Food Control 33: 429-432.
- ANONYMUS (1989):
Wirkungen von Peressigsäure.
Zentralblatt für Chirurgie 114: 619-625.
- APPLEBY, M. C., J. A. MENCH und O. H. BARRY (2004):
Origins: Turkey
In: Poultry Behaviour and Welfare. CAI Publishing, Oxfordshire und Cambridge: S. 5-8.
ISBN: 0-85199-667-1.
- BARROS, L. S., L. A. AMARAL, C. S. LORENZON, J. L. JUNIOR und J. G. NETO (2007):
Potential microbiological contamination of effluents in poultry and swine abattoirs
Epidemiology and Infection 135(3): 505-518.
- BAUERFEIND, R. (2011):
Campylobacter, Arcobacter, Helicobacter und Spirillum
In: Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre
H. J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hrsg.). Enke Verlag, Stuttgart: S. 145-155.
ISBN 978-3-8304-1080-5.
- BAUERMEISTER, L. J., J. W. BOWERS, J. C. TOWNSEND und S. R. MCKEE (2008):
The microbial and quality properties of poultry carcasses treated with peracetic acid as an antimicrobial treatment.
Poultry Science 87(11): 2390-2398.

BLE (BUNDESANSTALT FÜR LANDWIRTSCHAFT und ERNÄHRUNG) (2015):
Presseinformation "Jeder Deutsche isst im Jahr rund 60 kg Fleisch". B. f. L. u. Ernährung.
BOHAYCHUK, V. M., S. L. CHECKLEY, G. E. GENSLER und P. R. BARRIOS (2009):
Microbiological baseline study of poultry slaughtered in provincially inspected abattoirs in
Alberta, Canada.
Canadian Veterinary Journal-*Revue Veterinaire Canadienne* 50(2): 173-178.

BÖHM, R. (2002):
Chemische Verfahren, Sauerstoffabspalter
In: *Reinigung und Desinfektion in der Nutztierhaltung und Veredelungswirtschaft*. D. Strauch
und R. Böhm (Hrsg.), Enke Verlag, Stuttgart: S. 40, 46.
ISBN 3-7773-1796-9.

BÖRNSEN, S. und H.-J. SINELL (1978):
Schlachten und Vermarkten 6: 202.

BRAUN, P., B. HOFFMANN und K. FEHLHABER (2000):
Einflüsse von Schlachtung, Zerlegung und Verarbeitung auf die mikrobiologische Qualität
von Putenfleisch.
Archiv für Geflügelkunde 65 (1): 44-48.

BREMNER, A. und M. JOHNSON (1996):
Turkeys
In: *Poultry Meat Hygiene and Inspection*. Baillière Tindall, London: S. 87-94.
ISBN 0-7020-1893-7.

CAPITA, R., E. ALVAREZ-FERNANDEZ, E. FERNANDEZ-BUELTA, J. MANTECA und C.
ALONSO-CALLEJA (2013):
Decontamination treatments can increase the prevalence of resistance to antibiotics of
Escherichia coli naturally present on poultry.
Food Microbiology 34(1): 112-117.

COHEN, N., H. ENNAJI, B. BOUCHARIF, M. HASSAR und H. KARIB (2007):
Comparative study of microbiological quality of raw poultry meat at various seasons and for
different slaughtering processes in Casablanca (Morocco).
Journal of Applied Poultry Research 16(4): 502-508.

COLLINS, D. S. und R. J. HUEY (2015):
Poultry production, slaughter and inspection.
In: *Gracey's Meat Hygiene*. 11th Edition, D. S. Collins und R. J. Huey (Hrsg.). John Wiley
and Sons, Ltd., West Sussex: S. 223-248.
ISBN 978-1-118-65002-8.

COSSI, M. V., M. V. DE ALMEIDA, M. R. DIAS, P. S. DE ARRUDA PINTO UND L. A. NERO
(2011):
Destructive and nondestructive procedures to obtain chicken carcass samples for
Escherichia coli and *Salmonella* spp. detection.
Foodborne Pathogens and Disease 8(12): 1303-1307.

DEUTSCHER BUNDESTAG (2015):
Antwort der Bundesregierung auf die kleine Anfrage der Fraktion DIE LINKE- Haltung von
Mastputen.
<http://dip21.bundestag.de/dip21/btd/18/052/1805292.pdf>.

DESTATIS (2014):

<https://www.destatis.de/DE/ZahlenFakten/Wirtschaftsbereiche/LandForstwirtschaftFischerei/TiereundtierischeErzeugung/Tabellen/Gefluegelfleisch.html>.
Zuletzt abgerufen am 24.08.2016.

DVG-PRÜFRICHTLINIEN (2013):

Neutralisationsmittel. Methoden der Prüfung von chemischen Desinfektionsmitteln für den Lebensmittelbereich (DVG-Prüfrichtlinien), Methodenbeschreibung; VII-IX
Lebensmittelbereich: 55.

EDELMEYER, H. (1980):

Was muß bei der Durchführung von Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen in der Fleischwirtschaft alles bedacht werden?
Fleischwirtschaft 60(3): 352-361.

EFSA (2014a):

EFSA explains zoonotic diseases CAMPYLOBACTER. E. F. S. Authority.

EFSA (2014b):

Scientific Opinion on the evaluation of the safety and efficacy of peroxyacetic acid solutions for reduction of pathogens on poultry carcasses and meat.
EFSA Journal 2014;12(3):3599.

ELLERBROEK, L. I., J. A. LIENAU UND G. KLEIN (2010):

Campylobacter spp. in broiler flocks at farm level and the potential for cross-contamination during slaughter.
Zoonoses and Public Health 57(7-8): e81-88.

ESTEBAN, J. I., B. OPORTO, G. ADURIZ, R. A. JUSTE und A. HURTADO (2008):

A survey of food-borne pathogens in free-range poultry farms.
International Journal of Food Microbiology 123(1-2): 177-182.

EUROPÄISCHE KOMMISSION (19.12.2013):

Bericht der Kommission an das Europäische Parlament und den Rat über die verschiedenen Betäubungsverfahren für Geflügel. Brüssel.

FRIES, R. (2009):

Verifizierung der Hygiene: Direkt-Techniken

In: Nutztiere in der Lebensmittelkette. R. Fries (Hrsg.). Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart: S. 256-261.

ISBN 978-3-8252-2975-7.

FRIES, R. (2001):

Geflügelfleischgewinnung

In: Praxis der Geflügelfleischuntersuchung. R. Fries, V. Bergmann und K. Fehlhaber (Hrsg.). Schlütersche GmbH & Co. KG, Hannover: S. 37-44.

ISBN 3-87706-591-0.

FRIES, R. UND C. GRAW (1999):

Water and air in two poultry processing plant's chilling facilities - a bacteriological survey.
British Poultry Science 40(1): 52-58.

- FRIESE, A., J. SCHULZ, K. ZIMMERMANN, B. A. TENHAGEN, A. FETSCH, J. HARTUNG und U. RÖSLER (2013):
Occurrence of livestock-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in Turkey and broiler barns and contamination of air and soil surfaces in their vicinity.
Applied Environmental Microbiology 79(8): 2759-2766.
- FURUKAWA, S., Y. AKIYOSHI, M. KOMORIYA, H. OGIHARA und Y. MORINAGA (2010):
Removing *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli* biofilms on stainless steel by cleaning-in-place (CIP) cleaning agents.
Food Control 21(5): 669-672.
- GENIGEORGIS, C., M. HASSUNEH und P. COLLINS (1986):
Campylobacter-*Jejuni* infection on poultry farms and its effect on poultry meat contamination during slaughtering.
Journal of Food Protection 49(11): 895-903.
- GHAFFIR, Y., B. CHINA, K. DIERICK, L. DE ZUTTER und G. DAUBE (2008):
Hygiene indicator microorganisms for selected pathogens on beef, pork, and poultry meats in Belgium.
Journal of Food Protection 71(1): 35-45.
- GIGAS, H. (1986):
Schlachtung
In: Puten. VEB Deutscher Landwirtschaftsverlag, Berlin, 1. Auflage: S. 165-166.
ISBN 3-331-00060-4.
- GLÜNDER, G. und K.-H. HINZ (2012):
Bakterien: Campylobacteriose
In: Kompendium der Geflügelkrankheiten. O. Siegmann und U. Neumann (Hrsg.). Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG, Hannover: 257-260.
ISBN: 978-89993-083-2.
- GÖKMEN, M., R. KARA, L. AKKAYA und V. GÖK (2013):
Identification of *Enterobacteriaceae* and *Staphylococcaceae* at Turkish sucuk.
Eurasian Journal of Veterinary Sciences 29(4): 192-197.
- GRILLI, C., A. R. LOSCHI, S. REA, R. STOCCHI, L. LEONI und F. CONTI (2015):
Welfare indicators during broiler slaughtering.
British Poultry Science 56(1): 1-5.
- GRUNTAR, I., M. BIASIZZO, D. KUSAR, M. PATE und M. OCEPEK (2015):
Campylobacter *jejuni* contamination of broiler carcasses: Population dynamics and genetic profiles at slaughterhouse level.
Food Microbiology 50: 97-101.
- GUERGUEB, N.N. ALLOUIA. AYACHIO und BENNOUNE (2014):
Effect of slaughterhouse hygienic practices on the bacterial contamination of chicken meat.
Scientific Journal of Veterinary Advances (2014) 3(5): 71-76.
- GUTKNECHT, J. (1988):
Einsatz für peressigsäurehaltige Desinfektionsmittel im pharmazeutischen Bereich
Memo Script Referate der Symposien "Desinfektionsmitteleinsatz im Produktionsbereich": S. 46-51.

HABIB, I., D. BERKVEN, L. DE ZUTTER, K. DIERICK, X. VAN HUFFEL, N. SPEYBROECK, A. H. GEERAERD und M. UYTENDAELE (2012):
Campylobacter contamination in broiler carcasses and correlation with slaughterhouses operational hygiene inspection.
Food Microbiology 29(1): 105-112.

HAFEZ, H. M. (1996):
Review on disease conditions related to rearing and genetics in meat turkeys.
Archiv für Geflügelkunde 60(6): 249-256.

HAFEZ, H. M. (1997a):
Campylobacter-Infektion
In: Putenkrankheiten. H. M. Hafez und S. Jodas (Hrsg.). Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart: S. 52-55.
ISBN: 3-432-29161-2

HAFEZ, H. M. (1997b):
Herkunft und Abstammung, Strukturwandel in der Putenproduktion, Organisation der Putenwirtschaft in Deutschland, Mastputenhaltung, Elterntierhaltung.
In: Putenkrankheiten. H. M. Hafez und S. Jodas (Hrsg.). Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart: S. 12-18.
ISBN: 3-432-29161-2.

HAMIDI, A., H. IRSIGLER, D. JAEGER, A. MUSCHALLER UND R. FRIES (2014):
Quantification of water as a potential risk factor for cross-contamination with Salmonella, Campylobacter and Listeria in a poultry abattoir.
British Poultry Science 55(5): 585-591.

HANNAH, J. F., J. A. CASON, J. R. RICHARDSON, N. A. COX, A. HINTON, JR., R. J. BUHR UND D. P. SMITH (2011):
Effect of stomaching on numbers of bacteria recovered from chicken skin.
Poultry Science 90(2): 491-493.

HARTOG, B. J., G. J. A. DEWILDE UND E. DEBOER (1983):
Poultry as a source of Campylobacter Jejuni.
Archiv für Lebensmittelhygiene 34(5): 116-122.

HEESEMAN, J. (2001):
Die Familie der Enterobacteriaceae
In: Medizinische Mikrobiologie. W. Köhler, H. J. Eggers, B. Fleischer et al. (Hrsg.). Urban & Fischer, München & Jena: 283-315.
ISBN 3-437-41640-5.

HERES, L. (2011):
Alternative method for knife disinfection with INSPEXX 200 is more efficient than 82°C water
In: PROCEEDINGS BOOK 9th International Conference on the Epidemiology and Control of biological, chemical and physical hazards in pigs and pork. Safe Pork International Conference. Maastrich.19.-22. Juni 2011: S. 151-154.

HINZ, K.-H. UND K.-P. BEHR (2012):
Bakterien: Staphylokokkose
In: Kompendium der Geflügelkrankheiten. O. Siegmann und U. Neumann (Hrsg.). Schlütersche Verlagsgesellschaft mbH & Co. KG, Hannover: S. 217-221.
ISBN: 978-89993-083-2

- HO, C. P., N. Y. HUANG UND B. J. CHEN (2004):
A survey of microbial contamination of food contact surfaces at broiler slaughter plants in Taiwan.
Journal of Food Protection 67(12): 2809-2811.
- HOEN, T. UND J. LANKHAAR (1999):
Controlled atmosphere stunning of poultry.
Poultry Science 78(2): 287-289.
- HOLBROOK, R., J. M. ANDERSON UND BAIRD PAR. AC (1969):
Performance of a Stable Version of Baird-Parkers Medium for Isolating Staphylococcus Aureus.
Journal of Applied Bacteriology 32(2): 187-192.
- HOLT, J. G., N. R. KRIEG, P. H. A. SNEATH, J. T. STALEY UND S. T. WILLIAMS (1994):
Facultatively anaerobic gramnegative rods: Family Enterobacteriaceae
In: Bergey's Manual of Determinative Bacteriology. Williams & Wilkins. 9th Edition, Baltimore: S. 175-189.
ISBN: 0-683-000603-7.
- JAMES, C., S. J. JAMES, N. HANNAY, G. PURNELL, C. BARBEDO-PINTO, H. YAMAN, M. ARAUJO, M. L. GONZALEZ, J. CALVO, M. HOWELL UND J. E. CORRY (2007):
Decontamination of poultry carcasses using steam or hot water in combination with rapid cooling, chilling or freezing of carcass surfaces.
International Journal of Food Microbiology 114(2): 195-203.
- JENTSCH, G. UND E. FRESENIUS (1981):
Peressigsäure, ein mikrobizider Wirkstoff
Memo Script Referate der Symposien, "Kalt-Sterilisationsverfahren: Technik, Kontrolle und Validation": S. 100-102.
- JIMENEZ, S. M., M. S. SALSI, M. C. TIBURZI UND M. E. PIROVANI (2002):
A comparison between broiler chicken carcasses with and without visible faecal contamination during the slaughtering process on hazard identification of Salmonella spp.
Journal of Applied Microbiology 93(4): 593-598.
- JIMENEZ, S. M., M. C. TIBURZI, M. S. SALSI, M. E. PIROVANI UND M. A. MOGUILEVSKY (2003):
The role of visible faecal material as a vehicle for generic Escherichia coli, coliform, and other enterobacteria contaminating poultry carcasses during slaughtering.
Journal of Applied Microbiology 95(3): 451-456.
- JODAS, S. (1997):
Staphylokokken-Infektion
In: Putenkrankheiten, H.M. Hafez und S. Jodas (Hrsg.). Enke Verlag, Stuttgart: S. 70-73.
ISBN: 3-432-29161-2.
- JOSEPH, P., M. W. SCHILLING, J. B. WILLIAMS, V. RADHAKRISHNAN, V. BATTULA, K. CHRISTENSEN, Y. VIZZIER-THAXTON UND T. B. SCHMIDT (2013):
Broiler stunning methods and their effects on welfare, rigor mortis, and meat quality.
Worlds Poultry Science Journal 69(1): 99-112.

- KASKOVA, A., O. ONDRASOVICOVA, M. VARGOVA, M. ONDRASOVIC UND J. VENGLOVSKY (2007):
Application of peracetic acid and quarternary ammonium disinfectants as a part of sanitary treatment in a poultry house and poultry processing plant.
Zoonoses and Public Health 54(3-4): 125-130.
- KILLINGER, K. M., A. KANNAN, A. I. BARY UND C. G. COGGER (2010):
Validation of a 2 percent lactic acid antimicrobial rinse for mobile poultry slaughter operations.
Journal of Food Protection 73(11): 2079-2083.
- KIST, M. (2001):
Die Gattung Campylobacter
In: Medizinische Mikrobiologie. W. Köhler, H. J. Eggers, B. Fleischer et al. (Hrsg.). Urban & Fischer, München & Jena: S. 368-372.
ISBN 3-437-41640-5.
- KORSAK, D., E. MACKIWI, E. ROZYNEK UND M. ZYLOWSKA (2015):
Prevalence of Campylobacter spp. in Retail Chicken, Turkey, Pork, and Beef Meat in Poland between 2009 and 2013.
Journal of Food Protection 78(5): 1024-1028.
- KRAMER, A., R. HETMANEK, K. BARNARIUS, H. U. BRABAND, B. KEUCHER UND R. WEUFFEN (1990):
Ausgewählte Untersuchungen zur Materialverträglichkeit von Desinfektionsmitteln auf Peressigsäurebasis und einer Tensidrezeptur.
Hygiene & Medizin 15: 351-355.
- KRAUTWALD-JUNGHANNS, M.-E. (2003):
Putenproduktion in Deutschland: Ansätze für eine tierschutzgerechte Haltung.
Deutsches Tierärzteblatt 1/2003: 4-8.
- KREIENBROCK, L., S. SCHACH (2000):
Odds Ratio
In: Epidemiologische Methoden. 3. Auflage, Spektrum Akademischer Verlag, Berlin: S. 49-51
ISBN: 3-8274-1009-6
- KUDIRKIENE, E., J. BUNEVICIENE, L. BRONDSTED, H. INGMER, J. E. OLSEN UND M. MALAKAUSKAS (2011):
Evidence of broiler meat contamination with post-disinfection strains of Campylobacter jejuni from slaughterhouse.
International Journal of Food Microbiology 145 Suppl. 1: 116-120.
- KUSUMANINGRUM, H. D., G. RIBOLDI, W. C. HAZELEGER UND R. R. BEUMER (2003):
Survival of foodborne pathogens on stainless steel surfaces and cross-contamination to foods.
International Journal of Food Microbiology 85(3): 227-236.
- LE GENTIL, C., Y. SYLLA UND C.FAILLE (2010):
Bacterial re-contamination of surfaces of food processing lines during cleaning in place procedures.
Journal of Food Engineering 96 (Issue 1, January): 37-42.

- LUPO, C., S. LE BOUQUIN, V. ALLAIN, L. BALAINE, V. MICHEL, I. PETETIN, P. COLIN UND C. CHAUVIN (2010):
Risk and indicators of condemnation of male turkey broilers in western France, February-July 2006.
Preventive Veterinary Medicine 94(3-4): 240-250.
- LUUKKONEN, T., T. HEYNINCK, J. RAMO UND U. LASSI (2015):
Comparison of organic peracids in wastewater treatment: Disinfection, oxidation and corrosion.
Water Research 85: 275-285.
- MALHER, X., M. SIMON, V. CHARNAY, R. D. DES DESERTS, A. LEHEBEL UND C. BELLOC (2011):
Factors associated with carcass contamination by *Campylobacter* at slaughterhouse in cecal-carrier broilers.
International Journal of Food Microbiology 150(1): 8-13.
- MARTINS, P. D., T. T. DE ALMEIDA, A. P. BASSO, T. M. DE MOURA, J. FRAZZON, E. C. TONDO UND A. P. FRAZZON (2013):
Coagulase-positive staphylococci isolated from chicken meat: pathogenic potential and vancomycin resistance.
Foodborne Pathogens and Disease 10(9): 771-776.
- MATIAS, B. G., P. S. PINTO, M. V. COSSI UND L. A. NERO (2010):
Salmonella spp. and hygiene indicator microorganisms in chicken carcasses obtained at different processing stages in two slaughterhouses.
Foodborne Pathogens and Disease 7(3): 313-318.
- MCEVOY, J. M., C. W. NDE, J. S. SHERWOOD UND C. M. LOGUE (2005):
An evaluation of sampling methods for the detection of *Escherichia coli* and *Salmonella* on Turkey carcasses.
Journal of Food Protection 68(1): 34-39.
- MEAD, G. C. (1976):
Microbiology of the poultry carcass and processing plant.
Royal Society of Health Journal 96(4): 164-167, 192.
- MEAD, G. C., W. R. HUDSON UND M. H. HINTON (1993):
Microbiological survey of five poultry processing plants in the UK.
British Poultry Science 34(3): 497-503.
- MEAD, G. C., W. R. HUDSON UND M. H. HINTON (1995):
Effect of changes in processing to improve hygiene control on contamination of poultry carcasses with *campylobacter*.
Epidemiology and Infection 115(3): 495-500.
- MOHAN, A., F. W. POHLMAN, J. A. MCDANIEL UND M. C. HUNT (2012):
Role of peroxyacetic acid, octanoic acid, malic acid, and potassium lactate on the microbiological and instrumental color characteristics of ground beef.
Journal of Food Science 77(4): 188-193.
- MOORGUT KARTZFEHN (2012):
Informationen zur Putenmast.

MUELLER-DOBLIES, D., J. J. CARRIQUE-MAS, A. R. SAYERS UND R. H. DAVIES (2010):
A comparison of the efficacy of different disinfection methods in eliminating Salmonella contamination from turkey houses.
Journal of Applied Microbiology 109(2): 471-479.

MÜLLER, W., G. SCHLENKER UND B.-A. ZUCKER (2011):
Verfahren zur Inaktivierung von Mikroorganismen und Parasitenstadien, Hygiene der Puten- und Entenhaltung
In: Kompendium der Tierhygiene. Bert-Andree Zucker (Hrsg.). Lehmanns Media, Berlin: S. 8-16, 162-165.
ISBN 3-8304-1043-3.

NAGEL, G. M., L. J. BAUERMEISTER, C. L. BRATCHER, M. SINGH UND S. R. MCKEE (2013):
Salmonella and Campylobacter reduction and quality characteristics of poultry carcasses treated with various antimicrobials in a post-chill immersion tank.
International Journal of Food Microbiology 165(3): 281-286.

NORMANNO, G., G. LA SALANDRA, A. DAMBROSIO, N. C. QUAGLIA, M. CORRENTE, A. PARISI, G. SANTAGADA, A. FIRINU, E. CRISSETTI UND G. V. CELANO (2007):
Occurrence, characterization and antimicrobial resistance of enterotoxigenic Staphylococcus aureus isolated from meat and dairy products.
International Journal of Food Microbiology 115(3): 290-296.

OOSTEROM, J., G. J. A. DEWILDE, E. DEBOER, L. H. DEBLAAUW UND H. KARMAN (1983):
Survival of Campylobacter-Jejuni during Poultry-Processing and Pig Slaughtering.
Journal of Food Protection 46(8): 702-707.

PACHOLEWICZ, E., A. LIAKOPOULOS, A. SWART, B. GORTEMAKER, C. DIERIKX, A. HAVELAAR UND H. SCHMITT (2015a).
Reduction of extended-spectrum-beta-lactamase- and AmpC-beta-lactamase-producing Escherichia coli through processing in two broiler chicken slaughterhouses.
International Journal of Food Microbiology 215: 57-63.

PACHOLEWICZ, E., A. SWART, M. SCHIPPER, B. G. GORTEMAKER, J. A. WAGENAAR, A. H. HAVELAAR UND L. J. LIPMAN (2015b).
A comparison of fluctuations of Campylobacter and Escherichia coli concentrations on broiler chicken carcasses during processing in two slaughterhouses.
International Journal of Food Microbiology 205: 119-127.

PEPE, T., R. DE DOMINICIS, G. ESPOSITO, I. VENTRONE, P. M. FRATAMICO UND M. L. CORTESI (2009).
Detection of Campylobacter from poultry carcass skin samples at slaughter in Southern Italy.
Journal of Food Protection 72(8): 1718-1721.

PERKO-MÄKELÄ P., T. ALTER, P. ISOHANNI, S. ZIMMERMANN UND U. LYHS (2011):
Distribution of Campylobacter jejuni isolates from turkey farms and different stages at slaughter using pulsed-field gel electrophoresis and flaA-short variable region sequencing.
Zoonoses Public Health 58(6): 388-398.

PETERMANN, S. (2006):
Putenhaltung
In: Krankheitsursache Haltung. T. Richter (Hrsg.). Enke Verlag, Stuttgart: S. 195-218.
ISBN 3-8304-1043-3.

- PETERS, G. UND G. PULVERER (2001):
Die Familie der Micrococcaeae: Genus Staphylococcus
In: Medizinische Mikrobiologie. W. Köhler, H. J. Eggers, B. Fleischer et al. (Hrsg.). Urban & Fischer, München & Jena: S. 250-260.
- PETRACCI, M., M. BIANCHI, C. CAVANI, P. GASPARI UND A. LAVAZZA (2006):
Preslaughter mortality in broiler chickens, turkeys, and spent hens under commercial slaughtering.
Poultry Science 85(9): 1660-1664.
- PEYRAT, M. B., C. SOUMET, P. MARIS UND P. SANDERS (2008a):
Phenotypes and genotypes of campylobacter strains isolated after cleaning and disinfection in poultry slaughterhouses.
Veterinary Microbiology 128(3-4): 313-326.
- PEYRAT, M. B., C. SOUMET, P. MARIS UND P. SANDERS (2008b):
Recovery of Campylobacter jejuni from surfaces of poultry slaughterhouses after cleaning and disinfection procedures: analysis of a potential source of carcass contamination.
International Journal of Food Microbiology 124(2): 188-194.
- RAJ, M. (1998):
Welfare during stunning and slaughter of poultry.
Poultry Sciences 77(12): 1815-1819.
- RAJ, A. B. M. (2006):
Recent developments in stunning and slaughter of poultry.
Worlds Poultry Science Journal 62(3): 467-484.
- RASSCHAERT, G., K. HOUF, J. VAN HENDE UND L. DE ZUTTER (2006):
Campylobacter contamination during poultry slaughter in Belgium.
Journal of Food Protection 69(1): 27-33.
- RASSCHAERT, G., V. PIESSENS, P. SCHELDEMAN, S. LELEU, A. STALS, L. HERMAN, M. HEYNDRIKX UND W. MESSSENS (2013):
Efficacy of electrolyzed oxidizing water and lactic acid on the reduction of Campylobacter on naturally contaminated broiler carcasses during processing.
Poultry Science 92(4): 1077-1084.
- ROSENQUIST, H., H. M. SOMMER, N. L. NIELSEN UND B. B. CHRISTENSEN (2006):
The effect of slaughter operations on the contamination of chicken carcasses with thermotolerant Campylobacter.
International Journal of Food Microbiology 108(2): 226-232.
- ROSENQUIST, H., L. BOYSEN, A. L. KROGH, A. N. JENSEN UND M. NAUTA (2013):
Campylobacter contamination and the relative risk of illness from organic broiler meat in comparison with conventional broiler meat.
International Journal of Food Microbiology 162(3): 226-230.
- SANTE, V., G. LE POTTIER, T. ASTRUC, M. MOUCHONIERE UND X. FERNANDEZ (2000):
Effect of stunning current frequency on carcass downgrading and meat quality of turkey.
Poultry Science 79(8): 1208-1214.

SCHAUMBURG, F., A. S. ALABI, L. FRIELINGHAUS, M. P. GROBUSCH, R. KOCK, K. BECKER, S. ISSIFOU, P. G. KREMSNER, G. PETERS UND A. MELLMANN (2014):
The risk to import ESBL-producing Enterobacteriaceae and Staphylococcus aureus through chicken meat trade in Gabon.
BMC Microbiology 14: 286.

SCHMIDHOFER, T. (1969):
Hygiene in the slaughtering of poultry.
Wiener Tierärztliche Monatsschrift 56(10): 402-410.

SCHMIDT, J., G. NAUMANN UND W. HORSCH (1990):
Behandlung mit Peressigsäure, Oxydationsmittel
In: Sterilisation, Desinfektion, Keimreduktion und Entwesung in der medizinischen und pharmazeutischen Praxis. Georg Thieme, Leipzig: S. 84-88.
ISBN 3-7404-0084-6.

SCHMIDT, U. (1982):
Reinigung und Desinfektion in Schlacht- und Fleischverarbeitungsbetrieben.
Fleischwirtschaft 62 (4): 427-434.

SCOTT, B. R., X. YANG, I. GEORNARAS, R. J. DELMORE, D. R. WOERNER, J. O. REAGAN, J. B. MORGAN UND K. E. BELK (2015):
Antimicrobial Efficacy of a Sulfuric Acid and Sodium Sulfate Blend, Peroxyacetic Acid, and Cetylpyridinium Chloride against Salmonella on Inoculated Chicken Wings.
Journal of Food Protection 78(11): 1967-1972.

SENER, A. UND A. TEMIZ (2007):
Efficacy of some commercial disinfectants against the bacterial isolates from a poultry slaughterhouse in Turkey.
Annals of Microbiology 57(1): 101-108.

SERGEANT, E. UND N. PERKINS (2015):
Measuring Disease Frequency: Odds Ratio
In: Epidemiology for Field Veterinarians. E. Sergeant und N. Perkins (Hrsg.).
CABI, Oxfordshire: S. 76-88.
ISBN: 978-1-845930-6830-9.

STERN, N. J., S. S. GREEN, N. THAKER, D. J. KROUT UND J. CHIU (1984):
Recovery of Campylobacter-jejuni from Fresh and Frozen Meat and Poultry Collected at Slaughter.
Journal of Food Protection 47(5): 372-374.

SVOBODOVA, I., G. BORILOVA, R. HULANKOVA UND I. STEINHAUSEROVA (2012):
Microbiological quality of broiler carcasses during slaughter processing.
Acta Veterinaria Brno 81(1): 37-42.

UNTERMANN, F. (1988).
Hygiene in the Production and Processing of Meat.
Fleischwirtschaft 68(9): 1102-1108.

VALENTIN-WEIGAND, P. (2011):
Gattung Staphylococcus
In: Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hrsg.). Enke Verlag, Stuttgart: S. 256-261.
ISBN 978-3-8304-1080-5.

VELUZ, G. A., S. PITCHIAH UND C. Z. ALVARADO (2012):
Attachment of Salmonella serovars and Listeria monocytogenes to stainless steel and plastic conveyor belts.
Poultry Science 91(8): 2004-2010.

VERBAND DEUTSCHER PUTENERZEUGER (2013). Bundeseinheitliche Eckwerte für eine freiwillige Vereinbarung zur Haltung von Mastputen.

WANG, G., C. G. CLARK, T. M. TAYLOR, C. PUCKNELL, C. BARTON, L. PRICE, D. L. WOODWARD UND F. G. RODGERS (2002):
Colony multiplex PCR assay for identification and differentiation of Campylobacter jejuni, C. coli, C. lari, C. upsaliensis, and C. fetus subsp. fetus.
Journal of Clinical Microbiology 40(12): 4744-4747.

WEGNER, R.-M. (1987):
Puten
In: Geflügel. S. Scholtyssek (Hrsg.) Stuttgart, Verlag Eugen Ulmer: 389-410.
ISBN 3-8001-5421-9

WENZLAWOWICZ, M. V., K. V. HOLLEBEN UND N. BOSTELMANN (2000):
CO₂-Betaubung von Broilern und Puten.
Deutsche Tierärztliche Wochenschrift 107(3): 116-122.

WHYTE, P., K. MCGILL, C. MONAHAN UND J. D. COLLINS (2004):
The effect of sampling time on the levels of micro-organisms recovered from broiler carcasses in a commercial slaughter plant.
Food Microbiology 21(1): 59-65.

WIELER, L. H., C. EWERS UND H.-J. SELBITZ (2011):
Enterobacteriaceae
In: Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. H.-J. Selbitz, U. Truyen und P. Valentin-Weigand (Hrsg.). Enke Verlag, Stuttgart: S. 186-217.
ISBN 978-3-8304-1080-5.

Zitierte Rechtsvorschriften

ALLGEMEINE VERWALTUNGSVORSCHRIFT über die Durchführung der amtlichen Überwachung der Einhaltung von Hygienevorschriften für Lebensmittel und zum Verfahren zur Prüfung von Leitlinien für eine gute Verfahrenspraxis (AVV Lebensmittelhygiene - AVV LmH)
(vom 9. November 2009, zuletzt geändert durch Verwaltungsvorschrift vom 20.10.2014).

TIERSCHUTZGESETZ (TierSchG)(Ausfertigungsdatum: 24.07.1972, neugefasst durch Bek. v. 18.5.2006 I 1206, 1313; zuletzt geändert durch Art. 4 Abs. 87 G v. 18.7.2016 I 1666).

VERORDNUNG (EG) Nr. 854/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 29. April 2004 mit besonderen Verfahrensvorschriften für die amtliche Überwachung von zum menschlichen Verzehr bestimmten Erzeugnissen tierischen Ursprungs (vom 29. April 2004).

VERORDNUNG (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 24. September 2009 über den Schutz der Tiere zum Zeitpunkt der Tötung.

VERORDNUNG ZUM SCHUTZ VON TIEREN IM ZUSAMMENHANG MIT DER SCHLACHTUNG ODER TÖTUNG UND ZUR DURCHFÜHRUNG DER VERORDNUNG (EG) Nr. 1099/2009 des Rates (TIERSCHUTZSCHLACHTVERORDNUNG -TierSchIV) (vom 20.12.2012).

Anhang

Tabelle A 1: genutztes Material für die Beprobung

Artikel	Firma
Baumwoll-Trikohandschuhe	HansaTec®, Kategorie 1, Art. 625
Stomacherbeutel PE 400 ml, 180 × 300 mm, ohne Filter, steril	Nerbe Plus® GmbH, Artikelnummer: 09-613-50000
3M™ Sponge Sticks mit 10 ml Neutralisationspuffer	Transia
Permanentmarker wasserfest, schwarz, nachfüllbar	Edding 400
Einmalhandschuhe Einmalschutzhandschuhe aus Naturlatex, puderfrei	Kolibri

Des Weiteren verwendet: Pinzette mit Haken, Schlachtmesser, Bunsenbrenner, Schere, Alufolie, Aqua dest.

Tabelle A 2: Laborgeräte und Einrichtungen für die Mikrobiologie

Gerät	Firma
Stomacher	Aes Smasher
Brutschrank (30 °C)	Memmert
Brutschrank (37 °C)	Kendo
Brutschrank (30 °C)	Kendo
Waage	Kern
Vortex	Janke & Junkel
Gefrierschrank	Liebherr
Gefrierschrank	Grönland
Kühlschrank	Liebherr
Kühlschrank	Heraeus

Des Weiteren verwendet:

Glaspipetten (steril), Pipettierhilfe (Glasfirn), Pinzette (steril), Schere (steril), Bunsenbrenner, Impfösen, Glasspatel

Für die Mikrobiologie

Anaerokult (MERCK®, Artikelnummer: 1.13829.0001)

Anaerotest (MERCK®, Artikelnummer:1.15112.0001)

Zum Test auf anaerobes Wachstum (Staphylokokken) wurden verdächtige Kolonien auf Columbia-Blut-Agar ausgestrichen und unter anaeroben Bedingungen bei 37 °C für 24 h inkubiert.

Als positiv wurde Wachstum der Kolonien sowie die Bildung einer Hämolysezone gewertet.

Baird-Parker Agar Base (OXOID®, Artikelnummer: CM0275)

Der Baird-Parker-Agar ist ein Selektivmedium für *Staphylococcus*. Typische Kolonien sind schwarz oder grau, glänzend und gewölbt und sind von einer klaren Zone umgeben. Glycin und Pyruvat stärken das Staphylokokkenwachstum und Lithiumchlorid und Kaliumtellurit hemmen die Begleitflora.

Für die Herstellung werden 63 g in einem Liter Aqua dest. gelöst und anschließend bei 121°C für 20 Minuten autoklaviert. Nach dem Abkühlen auf 50°C werden 50 ml Eigelb-Tellurit-Emulsion (Egg yolk-Tellurite Emulsion, OXOID®, SR0054C) pro Liter Nähragar hinzugefügt und gut untergemischt (typische Zusammensetzung (g/l): Trypton 10,0, Fleischextrakt `Lab-Lemco` 5,0, Hefeextrakt 1,0 Natriumpyruvat 10,0, Glycin 12,0, Lithiumchlorid 5,0, Agar 20,0, pH 6,8 ± 0,2).

BHI (Brain Heart Infusion, Herz-Hirn-Bouillon) (Oxoid®, Artikelnummer: CM1135)

Für die Herstellung der BHI werden 37 g in einem Liter Aqua dest. gelöst, gut gemischt und bei 121°C für 20 Minuten autoklaviert (typische Zusammensetzung (g/l): Kalbshirnin fus (getrocknet) 12,5, Rinderherzinfus (getrocknet) 5,0, Pepton 10,0, Glucose 2,0, Natriumchlorid 5,0, Dinatriumhydrogenphosphat 2,5, pH: 7,4 ± 0,2 bei 25°C).

Mittels der BHI wurde zur Anzucht der Subkulturen genutzt.

Columbia-Blut-Agar (MERCK®, Artikelnummer: 1.10455.0500)

42,0 g wurden in 900 ml Aqua dest. gelöst und autoklaviert (bei 121 °C für 20 Minuten). Nach Abkühlen auf 50 °C wurden unter aseptischen Bedingungen 100 ml defibriniertes Schafblut hinzugegeben (typische Zusammensetzung (g/l): Pepton aus Casein 10,0, Pepton aus Fleisch 5,0, Herzextrakt 3,0, Hefeextrakt 5,0, Stärke 1,0, Natriumchlorid 5,0, Agar-Agar 13,0, pH: 7,3 ± 0,2 bei 25 °C).

Gepuffertes Peptonwasser (BPW) (MERCK®, Artikelnummer: 1.07228.0500)

Herstellung: 25,5 g wurden in einem Liter Aqua dest. gelöst und bei 121°C für 20 Minuten autoklaviert (typische Zusammensetzung (g/Liter): Pepton aus Casein 10,0, Natriumchlorid 1,5, Di-Natriumhydrogenphosphat-Dodecahydrat 9,0, pH: 7,0 ± 0,2 bei 25°C).

Das Peptonwasser wurde zur Aufbereitung der Proben als Lösungsmittel genutzt.

Katalase (ID color Catalase, BIOMERIEUX®, Artikelnummer: 55561)

Das Enzym Katalase enthält eine Eisenporphyrinsubstanz, die in den meisten aerob und fakultativ anaeroben Spezies zu finden ist, mit Ausnahme der Streptokokken. Es wandelt toxisches Wasserstoffperoxid, das aus dem Energiestoffwechsel stammt, in Wasser und molekularen Sauerstoff um.

Zusammensetzung: 3 %ige Wasserstoffperoxidlösung 1l, Dickungsmittel 20g, Evans Blau 0,0125g.

Hierfür wurde mittels einer sterilen Öse Koloniematerial in einem Tropfen ID color Catalase auf einem Objektträger verrieben.

Die Reaktion war bei Bläschenbildung positiv.

Koagulase (Bactident® Coagulase, MERCK®, Artikelnummer: 1.13306.0001)

Für den Test auf Koagulase wurden die verdächtigen Kolonien in BHI geimpft und bei 37 °C für 20-24 h inkubiert.

Zusammensetzung: EDTA-Kaninchenplasma, lyophilisiert.

Anschließend werden 0,1 ml der Kultur zusammen mit 0,3 ml Kaninchenplasma in ein steriles Kulturröhrchen gegeben und bei 37 °C bebrütet. Der Röhrcheninhalt wurde nach 4-6 h auf Koagulation geprüft und gilt als positiv, wenn der Inhalt überwiegend oder vollständig verklumpt ist.

NaCl-Pepton

Herstellung: die Feststoffe wurden in einem Liter Aqua dest. gelöst, zu 9 ml in Röhrchen abgefüllt und anschließend bei 121°C für 20 Minuten autoklaviert (typische Zusammensetzung (g/l): Natriumchlorid 8,5, Pepton aus Casein 1,0).

Diese Lösung diente abgefüllt zu je 9 ml in Röhrchen als Verdünnungsmedium für die Verdünnungsreihen.

Nitratbouillon (Fluka®, Artikelnummer: 72548-500G) und **Griess-Ilosvay´s-Reagenz** (MERCK®, Artikelnummer: 1.09023.0500)

Bei Sauerstoffabwesenheit wirkt Nitrat als Elektronenakzeptor und es erfolgt eine Denitrifikation unter Nitrit- oder NH_3 -Bildung. Eine Kolonie wurde in 3 ml Nitratbouillon für inkubiert. Nach Zugabe von Griess-Ilosvay´s- Reagenz färbt sich bei positiver Reaktion die Bouillon rot. Im Falle einer negativen Reaktion wird anschließend etwas Zinkstaub der Bouillon zugefügt. Der Zinkstaub reduziert noch vorhandenes Nitrat zu Nitrit, diese reagiert mit dem Reagens. Kommt es zu einer Rotfärbung ist das Ergebnis dennoch Nitrat-negativ. Zeigt sich mit Zinkstaub keine Rotfärbung ist die Reaktion als positiv zu werten, denn es war kein Nitrit mehr vorhanden das hätte reagieren können

(typische Zusammensetzung: Pepton 5g/l, Fleischextrakt 3g/l, Kaliumnitrat 1g/l, pH: $7,0 \pm 0,2$ bei $25\text{ }^\circ\text{C}$).

OF-Medium zur Differenzierung und Klassifizierung gram-negativer Darmbakterien (MERCK®, Artikelnummer: 1.10282.0500)

Mit diesem Medium wird die Fähigkeit eines Bakteriums getestet, unter oxidativen und fermentativen (ohne Sauerstoff) Bedingungen Kohlenhydrate verstoffwechseln zu können, was sich als Säurebildung und damit Farbumschlag zeigt. Hierfür werden pro Probe zwei Röhrchen des Mediums stichbeimpft, ein Röhrchen wird mit Paraffin überschichtet.

Ein positives Ergebnis zeigt nach Inkubation für 48 h bei $37\text{ }^\circ\text{C}$ einen Farbumschlag des blauen Mediums ins gelb-grüne

(typische Zusammensetzung (g/Liter): Pepton aus Casein 2,0, Hefeextrakt 1,0, natriumchlorid 5,0, di-Kaliumhydrogenphosphat 0,2, Bromthymolblau 0,08, Agar-agar 2,5, pH: $7,1 \pm 0,2$ bei $25\text{ }^\circ\text{C}$).

Oxidase (Mikrobiologie Bactident® Oxidase, MERCK®, Artikelnummer: 1.13300.0001)

Die Cytochromoxidase kann in Anwesenheit von molekularem Sauerstoff organische Substanzen reduzieren, so auch das NADI-Reagenz (1-Naphtol + Dimethylparaphemylendiamin) unter Bildung des Kondensationsmoleküls Indophenolblau.

Eine positive Oxidasereaktion zeigt eine Blaufärbung der Reaktionszone.

Mittels einer sterilen Öse wurde Koloniematerial auf ein Oxidase-Teststäbchen aufgetragen. Enterobacteriaceen sind Oxidase-negativ und verfärben das Teststäbchen nicht dunkel.

Standard-I-Nähragar, (MERCK®, Artikelnummer: 1.07881.0500)

Für die Herstellung des Standard-I-Nähragars werden 37 g in einem Liter Aqua dest. gelöst und bei 121 °C für 20 Minuten autoklaviert (typische Zusammensetzung (g/l): Pepton 15,0, Hefeextrakt 3,0, Natriumchlorid 6,0, D(+) Glucose 1,0, Agar-Agar 12,0, pH: 7,5 ± 0,2 bei 25 °C).

Der Agar diente der Bestimmung der Gesamtkeimzahl.

Standard-II-Nähragar (MERCK®, Artikelnummer: 1.07883.0500)

Für die Herstellung des Standard-II-Nähragars werden 25 g in einem Liter Aqua dest. gelöst und anschließend bei 121 °C für 20 Minuten autoklaviert (typische Zusammensetzung (g/l): Pepton aus Fleisch 3,45, Pepton aus Casein 3,45, Natriumchlorid 5,1, Agar-agar 13,0, pH. 7,5 ± 0,2 bei 25 °C)

Das Medium wurde für die Lagerung der Isolate als Schrägagar genutzt.

VRBD (Kristallviolett-Neutralrot-Galle-Glukose-Agar nach MOSSEL für die Mikrobiologie), (MERCK®, Artikelnummer: 1.10275.0500)

Beim VRBD-Agar handelt es sich um ein Selektivnährmedium für *Enterobacteriaceae*.

Für die Herstellung dieses Agars werden 39,5 g in einem Liter Aqua dest. im Dampftopf unter regelmäßigem Umschwenken gelöst (typische Zusammensetzung (g/Liter): Pepton aus Gelatine 7,0, Hefeextrakt 3,0, Natriumchlorid 5,0, D(+)-Glukose 10,0, Gallesalzmischung 1,5, Neutralrot 0,03, Kristallviolett 0,002, Agar-Agar 13,0, pH: 7,4 ± 0,2 bei 25°C).

Für die Molekularbiologie

Tabelle A 3: Medien, Reagenzien und Geräte für die molekularbiologische Untersuchung 1

Reagenz	Artikelnummer	Hersteller
Agarose, research grade	11404	Serva
Ehtidiumbromid	E-8751	Sigma-Aldrich
Faststart Taq-Polymerase	04 738 403 001	Roche
High Pure Template Prep. Kit	11 796 828 001	Roche
Isopropanol		
Buffer dNTP Pack - 1M Tris-HCl pH 7,5 - 1M KCl - 7M MgCl ₂ - 2-Mercaptoethanol		Carl Roth Merck Merck Merck
Mineralöl für die Mikrobiologie	HP 50.3	Carl Roth

Tabelle A 4: Medien, Reagenzien und Geräte für die molekularbiologische Untersuchung 2

Gerät	Artikelnummer/Modell	Hersteller
Autopipette für PCR, 0,5-10 µl	4910 000.018	Eppendorf
Autopipette für PCR, 100-1000 µl	4910 000.069	Eppendorf
Autopipette für PCR, 10-100 µl	4910 000.042	Eppendorf
Autopipette, 0,5-10 µl	4910 000.018	Eppendorf
Autopipette, 100-1000 µl	4910 000.069	Eppendorf
Autopipette, 10-100 µl	4910 000.042	Eppendorf
Geldokumentation SERVA	DIASII	SERVA
Kühlschrank	4/-20°C	Bosch
Kühlschrank	-20°C	AEG
Lamina air flow	Flow Laboratories HF48	Gelaire
Loading Buffer - 40mg Na ₂ EDTA - 4g Saccharose - 3g Bromphenolblau	39760 50389 1.08122.0025	Serva Sigma-Aldrich Merck
Lysozyme	28262	Serva
Magnetrührer	MR2002	Heidolph
Magnetrührer	VMS-A	VWR
Mikrozentrifuge	5415R	Eppendorf
Mikrotube mit Safe-lock Sicherheitsverschluss, 1,5 ml	0030 120.086	Eppendorf
pBR328 DNA Marker	X902.2	Carl Roth
PCR Röhrchen, 0,2 ml	711080	Biozym
Phosphate-Buffered-Saline	P-4417	Sigma
Pipettenspitzen: Safe-Seal-Tips 0,1-10 µl	692150	Biozym
Safe-Seal-Tips 10-100 µl	692066	Biozym
Biospere filter Tips 100-1000 µl	70.762.211	Sarsted
Shaker	Ceromat@HK	Braun
TBE Buffer, 10x - 0,9 M Tris - 0,9 M Boric acid - 0,025 M EDTA	5429.3 15165 39760	Carl Roth Serva Serva
Thermocycler	Primus 96 plus	MWG-Biotech
Vortex	REAX2000	Heidolph
Waage	LP2200P	Sartorius
Wasser, doppelt destilliert	3478.2	Carl Roth
Wasserbad	1083	GFL
Wasserbad	SW21	Julabo

Tabelle A 5: Probenzeiten

Zeitpunkt	27.05.2014	12.06.2014	23.09.2014	08.01.2015
0	2:50-3:20	3:00-3:15	2:45-3:15	2:55-3:15
1	4:30-5:15	4:20-4:55	4:00-4:35	4:45-5:20
2	5:45-6:15	5:05-5:35	5:00-5:40	5:40-6:05
3	10:50-1:25	11:35-12:10	11:00-11:30	9:05-9:45
4	16:45-17:05	16:20-16:45	16:40-17:05	17:00-17:20

Aufgearbeitete Proben pro Probenzeitpunkt

Tabelle A 6: Anzahl der Proben an den Geräten

Zeitpunkt	Kloakenbohrer	Bauchschneider	Ausnehmer	Lungensauger
0	40	32	40	40
1	40	Keine Beprobung	41	40
2	39		40	40
3	39		40	40
4	40	33	37	37

Tabelle A 7: Anzahl der Hautproben nach der Behandlung mittels der Geräte

Zeitpunkt	Nach Kloakenbohrer	Nach Bauchschneider	Nach Ausnehmer
1	41	40	39
2	40	41	40
3	40	40	40

Vorabveröffentlichungen von Teilen der Dissertation

FEILER, A.; TYBORSKI, T.; WARNECKE, J.; FRIES, R. (2015/Vortrag):

Cleaning In Place in der Geflügelfleischgewinnung.

15. Fachtagung Fleisch- und Geflügelfleischhygiene, Berlin, Bundesinstitut für Risikobewertung (BfR) – 03.03.-04.03.2015.

In: 15. Fachtagung Fleisch- und Geflügelfleischhygiene für Angehörige der Veterinärverwaltung – Institut für Fleischhygiene und -technologie (Hrsg.), Berlin: Eigenverlag, S. 55–61, ISBN: 978-3-00-049371-3

FEILER, A.; TYBORSKI, T.; WARNECKE, J.; FRIES, R. (2015/Vortrag):

A case study on cleaning in place in a turkey processing plant.

8th “Hafez” International Symposium on Turkey Production

Berlin, Germany – 28.05.-30.05.2015.

In: Proceedings of the 8th “Hafez” International Symposium on Turkey Production, Meeting of the Working Group 10 (Turkey) of WPSA – Hafez, H. M. (Hrsg.) Berlin, Germany: Mensch & Buch Verlag, S. 81–92, ISBN: 978-3-86387-692-0

FEILER, A.; TYBORSKI, T.; WARNECKE, J.; FRIES, R. (2015/Poster):

Untersuchungen zur Effektivität eines "Cleaning In Place" in einem Putenschlachtbetrieb.

56. Arbeitstagung des Arbeitsgebietes Lebensmittelhygiene der DVG, Garmisch-Partenkirchen – 29.09.-02.10.2015.

In: Programm- und Abstract-Band / DVG : 56. Arbeitstagung des Arbeitsgebietes Lebensmittelhygiene ; Dreiländertagung; (Sonderausgabe 29.9.-2.10.2015), S. 241

Danksagungen

Zunächst möchte ich mich bei Prof. Dr. Reinhard Fries bedanken, der mir das Thema der vorliegenden Arbeit überlassen hat, mich unterstützt und beraten hat, und durch intensive und gute Betreuung diese Arbeit ermöglichte. Des Weiteren wurde mir durch sein Vertrauen der Weg in das Institut geebnet.

Ich bedanke mich besonders bei den Mitarbeitern des beteiligten Schlachthofes, die mich immer freundlich und mit offenen Armen empfangen haben, mir jedwede Frage geduldig beantworteten und mir bei den Probennahmen halfen.

Ich bedanke mich auch bei der beteiligten Firma für die Bereitstellung des D-Mittels und Installierung der CIP-Anlage.

Auch danke ich allen Mitarbeitern der Arbeitsgruppe Fleischhygiene des Instituts für Lebensmittelsicherheit und –hygiene der FU Berlin für die Einarbeitung, ihre Unterstützung, Anregungen und wertvollen Erfahrungen.

Danken möchte ich auch dem Institut für Biometrie der FU Berlin, besonders Frau Dr. Merle und Dr. Simoneit, für die tolle statistische Beratung und für die Möglichkeit, mit allen Fragen der Statistik zu ihnen kommen zu können.

Ein großer Dank gilt auch meiner Familie, besonders Mama und Papa- ihr wart immer an meiner Seite und habt mich unterstützt und mich ermuntert, meinen Weg zu gehen. Und ich bedanke mich bei Tony, der mir als wichtiger Teil in meinem Leben immer mal den Kopf zurechtrückt, für mich da ist und mein Leben bereichert. Ich bedanke mich bei meinen Freunden für die Unterstützung, Ablenkung, den Rückhalt in jeder Situation und die viele schöne Momente. Und ich bedanke mich bei Tobias, der mir mit viel Geduld sowie Rat und Tat in wirklich jeder Situation zu Seite stand.

Selbständigkeitserklärung

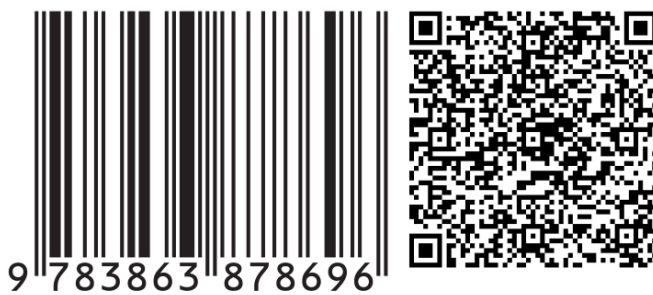
Hiermit bestätige ich, dass ich die vorliegende Arbeit

„Einfluss eines Cleaning in Place im Geflügelfleischgewinnungsprozess“

selbstständig angefertigt habe. Ich versichere, dass ich ausschließlich die angegebenen Quellen und Hilfen in Anspruch genommen habe.

Berlin, den 13.12.2017

Annika Feiler



9 783863 878696
mbvberlin | mensch und buch verlag

49,90 Euro | ISBN: 978-3-86387-869-6