

Aus dem Veterinärwissenschaften Department der Tierärztlichen Fakultät der  
Ludwig-Maximilians-Universität München

Arbeit angefertigt unter der Leitung von Univ.-Prof. Dr. Dr. habil. Manfred Gareis

Angefertigt am Bayerischen Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit,  
Dienststelle Oberschleißheim  
(Dr. M. Bucher und Dr. U. Messelhäuser)

---

# Mikrobiologischer Status von Nebenprodukten der Schlachtung beim Schwein unter Berücksichtigung des Marktordnungsrechtes

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

von Joanna Corbeil  
aus Fort Dix, N.J., USA

München 2014

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun  
Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. habil. Manfred Gareis  
Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Mathias Ritzmann

Tag der Promotion: 08. Februar 2014

*Meinen Kindern Belinda und Louis*

## Abkürzungsverzeichnis

AB	Antibiotika
Abb.	Abbildung
<i>ail</i>	attachment-and-invasion-locus
AMC	Amoxicillin/Clavulansäure
AMP	Ampicillin
Aqua dest.	Aqua destillata
BfR	Bundesinstitut für Risikobewertung
BP	Baird Parker
CAC	Cephacetril
CFP	Cefoperazon
CFX	Ubrolexin
CT	Colistin
DGHM	Deutsche Gesellschaft für Hygiene und Mikrobiologie
DNA	Desoxyribonukleinsäure
E	Erythromycin
ECDC	European Centre for Disease Prevention and Control
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
EDTA	Ethylene diamine tetraacetic acid
EFSA	European Food Safety Authority
EHEC	Enterohämorrhagische <i>Escherichia coli</i>
et al.	et alii
FAM	6-Carboxy-Fluorescein
FIGDV	Fleischgesetz- Durchführungsverordnung
FIHV	Fleischhygiene-Verordnung
fw	forward
°C	Grad Celsius
g	Erdbeschleunigung
GKZ	aerobe mesophile Keimzahl
MGB	minor groove binder
min	Minute
Mio	Million

ml	Milliliter
mm	Millimeter
mM	Millimolar
MRSA	Methicillin-resistente <i>Staphylococcus aureus</i>
MW	Mittelwert
MY	Lincomycin
N	Neomycin
NTC	No Template Control
nuc	Thermonuklease
PCR	Polymerase-Kettenreaktion
pUC	Plasmid University of California
PVL	Panton-Valentine Leukocidin
re	reverse
REC	rapid <i>E. coli</i>
RKI	Robert-Koch-Institut
ROX	6-Carboxy-Rhodamin
s	Sekunde
<i>S. aureus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
SET	Staphylokokken Enterotoxin
TAMRA	Tetramethyl-6-carboxyrhodamin
TE	Tris-EDTA
Tier-LMHV	Verordnung über Anforderungen an die Hygiene beim Herstellen, Behandeln und Inverkehrbringen von bestimmten Lebensmitteln tierischen Ursprungs
Tris-HCL	Tris-Hydrochlorid
VRBD	Violet Red Bile Dextrose
<i>Y. enterocolitica</i>	<i>Yersinia enterocolitica</i>
µl	Mikroliter
µM	Mikromolar

# Inhaltsverzeichnis

<b>1</b>	<b>Einleitung.....</b>	<b>1</b>
<b>2</b>	<b>Literatur.....</b>	<b>2</b>
<b>2.1</b>	<b>Marktordnungsrechtliche und wirtschaftliche Bedeutung der Genusstauglichkeit von Augen und Ohrenausschnitten .....</b>	<b>2</b>
2.1.1	Schnittführung bei der Schweineschlachtung .....	2
2.1.2	Aktuelle Rechtslage zur Schnittführung .....	4
2.1.3	Export von Schlachtnebenprodukten .....	5
2.1.4	Bedeutung von Ohrenausschnitten, Augen und Spitzbeinen für den Verbraucher .....	7
<b>2.2</b>	<b>Hygienerisiken im Schlachtprozess .....</b>	<b>8</b>
2.2.1	Ablauf der Schweineschlachtung .....	9
2.2.2	Brühen und Enthaaren .....	10
2.2.3	Abflämmung .....	24
2.2.4	Nachbearbeiten der Schlachttierkörper .....	26
<b>2.3</b>	<b>Schlachthygienisch relevante Mikroorganismen .....</b>	<b>28</b>
2.3.1	Die Mikrobiota der Schlachttierkörper .....	28
2.3.2	Hygieneindikatoren .....	29
2.3.2.1	<i>Enterobacteriaceae</i> .....	29
2.3.2.2	<i>Escherichia coli</i> .....	31
2.3.2.3	<i>Staphylococcus aureus</i> .....	32
2.3.3	Obligat und fakultativ humanpathogene Mikroorganismen beim Schlachtschwein .....	32
2.3.3.1	<i>Salmonella</i> spp .....	33
2.3.3.2	<i>Yersinia enterocolitica</i> .....	36
2.3.3.3	<i>Staphylococcus aureus</i> .....	37
2.3.3.4	Methicillin-resistente <i>Staphylococcus aureus</i> (MRSA) .....	43
<b>3</b>	<b>Material und Methoden .....</b>	<b>46</b>
<b>3.1</b>	<b>Material.....</b>	<b>46</b>
3.1.1	Schlachtbetriebe .....	46
3.1.2	Probenmaterial .....	50
<b>3.2</b>	<b>Methoden .....</b>	<b>50</b>

3.2.1	Probenahme .....	50
3.2.2	Probenvorbereitung .....	55
<b>3.3</b>	<b>Quantitative mikrobiologische Untersuchungsmethoden.....</b>	<b>57</b>
<b>3.4</b>	<b>Qualitative Untersuchungsmethoden und weitere Differenzierungen .</b>	<b>59</b>
3.4.1	<i>Salmonella spp.</i> .....	61
3.4.2	<i>Y. enterocolitica</i> .....	64
3.4.3	MRSA .....	66
<b>3.5</b>	<b>Statistische Analyse .....</b>	<b>68</b>
<b>4</b>	<b>Ergebnisse.....</b>	<b>69</b>
<b>4.1</b>	<b>Erfassung der Schlachttechnologie .....</b>	<b>69</b>
<b>4.2</b>	<b>Oberflächenkeimgehalte von Augen, Augen mit anhaftenden Augenlidern, Ohrenausschnitten und Spitzbeinen.....</b>	<b>77</b>
4.2.1	<i>Enterobacteriaceae</i> .....	79
4.2.2	<i>E. coli</i> .....	82
4.2.3	<i>S. aureus</i> .....	85
4.2.4	<i>Salmonella spp</i> und <i>Y. enterocolitica</i> .....	89
4.2.5	MRSA .....	89
<b>4.3</b>	<b>Einfluss der Abflammtchnik.....</b>	<b>91</b>
<b>5</b>	<b>Diskussion.....</b>	<b>93</b>
<b>6</b>	<b>Summary.....</b>	<b>108</b>
<b>7</b>	<b>Literaturverzeichnis .....</b>	<b>109</b>
<b>8</b>	<b>Abbildungsverzeichnis .....</b>	<b>130</b>
<b>9</b>	<b>Tabellenverzeichnis .....</b>	<b>132</b>
<b>10</b>	<b>Anhang.....</b>	<b>134</b>
<b>11</b>	<b>Danksagung.....</b>	<b>172</b>

# 1 Einleitung

Seit Inkrafttreten der EU-Hygienevorschriften können Augen und Ohrenausschnitte (die inneren knorpeligen Teile des äußeren Gehörgangs) vom Schwein als Lebensmittel vermarktet werden. Diese Schlachttierkörperteile waren nach vormals gültigem Fleischhygienerecht als nicht geeignet zum Genuss für Menschen zu beurteilen und im Rahmen der Schlachtung zu entfernen (Anl. 1, Kap. IV Nr. 11.2 Fleischhygieneverordnung, FIHV). Eine grundsätzliche fleischhygienerechtliche Entfernungspflicht für Augen und Ohrenausschnitte besteht seither nicht mehr, eine Entfernung vom Schlachttierkörper erfolgt gemäß Anh. I Abschn. I Kap. V Nr. 1 Buchst. s) VO (EG) Nr. 854/2004 ausschließlich auf Anweisung des amtlichen Tierarztes.

Die Änderung der Vorgehensweise und die damit einhergehende Einstufung dieser Schlachttierkörperteile als genusstauglich ist sowohl in wirtschaftlicher als auch in verbraucherschutzorientierter Hinsicht von Bedeutung. Wenngleich die Verwendung von Augen und Ohrenausschnitten als Lebensmittel hierzulande eine untergeordnete Rolle spielt, hat sich mit dem Export dieser genießbaren Schlachtnebenprodukte vom Schwein, zu denen u. a. auch die Spitzbeine zählen, ein derzeit nicht unbedeutender Markt eröffnet. Aufgrund dieser Tatsache stellt sich die Frage nach der hygienischen und gesundheitlichen Bedenklichkeit von Augen, Augenlidern, Ohrenausschnitten und Spitzbeinen. Um diese zu beantworten, ist die mikrobiologische Beschaffenheit der genannten Schlachttierkörperteile zu untersuchen.

Ziel dieser Arbeit ist die Ermittlung des mikrobiologischen Status der Nebenprodukte Augen, Augenlider, Ohrenausschnitte und Spitzbeine am Ende des Schlachtprozesses und dessen Beurteilung unter Berücksichtigung der Schlachttechnologie.



## 2 Literatur

### 2.1 Marktordnungsrechtliche und wirtschaftliche Bedeutung der Genusstauglichkeit von Augen und Ohrenausschnitten

#### 2.1.1 Schnitfführung bei der Schweineschlachtung

Gemäß § 2 Abs. 1 Nr. 3 Tier-LMHV ist unter dem Begriff „Schlachten“ das Töten von Huftieren, Geflügel, Hasentieren oder Zuchtlaufvögeln durch Blutentzug zu verstehen. Die Schweineschlachtung wird prinzipiell dem folgenden Schema entsprechend durchgeführt:

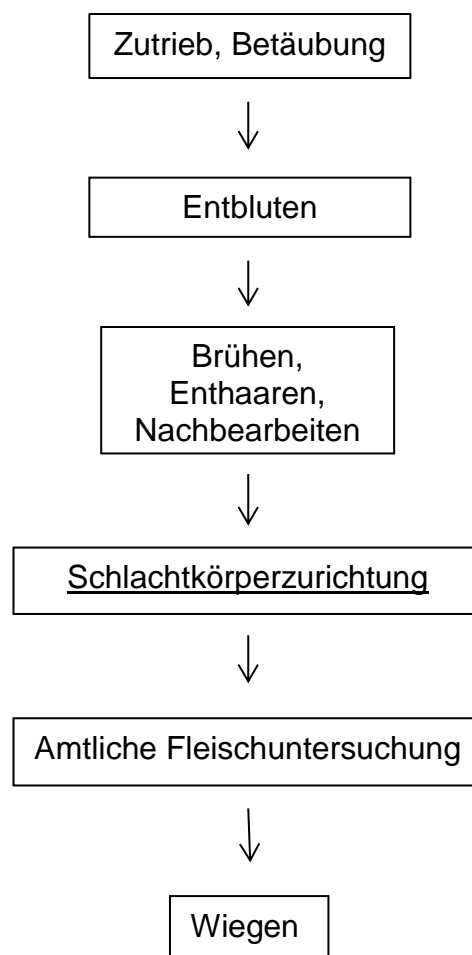


Abb. 1: Schematischer Ablauf der Schweineschlachtung

Die Schlachtkörperzurichtung vor der amtlichen Fleischuntersuchung beinhaltet folgende Einzelschritte:

- Vorschneiden und Öffnen des Schlossbeins (Beckensymphyse)
- Entfernen der Geschlechtsorgane
- Öffnen der Bauch- und Brusthöhle
- Ausweiden (Entnahme der Baueingeweide und des Geschlinges, bestehend aus Leber, Zwerchfell, Lunge, Herz, Luftröhre mit Kehlkopf, Zunge, Speiseröhre)
- Lösen des Flomens und der Nieren
- Längsspaltung des Schlachtkörpers

Bei der Schlachtkörperzurichtung fallen bereits erste Schlachtnebenprodukte an. Als Nebenprodukte der Schlachtung werden alle zur wirtschaftlichen Verwertung geeigneten sonstigen Teile eines Schlachtieres, außer Muskulatur, Fett und Bindegewebe, bezeichnet (REUTER, 2008). Alle Schlachtbetriebe, die nach Schlachtgewicht abrechnen, haben bei der Schlachtkörperzurichtung zum einen marktordnungsrechtliche und zum anderen fleischhygienerechtliche Vorschriften zu berücksichtigen und somit eine rechtskonforme „Schnittführung“ anzuwenden.

Dies bedeutet, dass im Rahmen der Feststellung des Marktpreises gemäß der 1. Fleischgesetz-Durchführungsverordnung (FLGDV) vom 12. November 2008 bei der Zurichtung ausschließlich bestimmte Schlachtkörperteile vor der Klassifizierung (Waage) zu entfernen sind. Andere als die darin genannten Körperteile dürfen gemäß § 2 Abs. 3 FLGDV vor Feststellung des Schlachtgewichts nicht vom Schlachtkörper abgetrennt werden. Dabei handelt es sich um Zunge, Geschlechtsorgane, Rückenmark, Organe in der Brust- und Bauchhöhle, Flomen, Nieren, Zwerchfell, Zwerchfellpfeiler, Gehirn; bei Sauen, die mindestens einmal geferkelt haben, zur Zucht benutzten Ebern und Altschneidern zusätzlich die im Karpal- und Tarsalgelenk abgetrennten Spitzbeine. Nach vormals gültigem Fleischhygienerecht waren Augen und Ohrenausschnitte im Rahmen der Zurichtung ebenfalls zu entfernen.

Unberührt hiervon bleibt die Entfernung von Schlachttierkörperteilen aus fleischhygienerechtlichen Gründen gemäß VO (EG) Nr. 854/2004 Anh. I Abschn. II Kap. V Nr. 1 unter anderem in folgenden Fällen:

- Fleischabschnitte der Stichstelle
- Verunreinigungen, Verschmutzung durch Fäkalien oder sonstige Kontamination
- Gewebe, die aufgrund einer Kontaminierung während des Schlachtvorgangs ein Risiko für die Gesundheit von Mensch und Tier darstellen können

### 2.1.2 Aktuelle Rechtslage zur Schnitfführung

Die Änderung nationaler Vorschriften im Zuge der Durchführung des gemeinschaftlichen Hygienerechts führte unter anderem zur Aufhebung der Verordnung über die hygienischen Anforderungen und amtlichen Untersuchungen beim Verkehr mit Fleisch (Fleischhygiene-Verordnung, FIHV) in der Fassung der Bekanntmachung vom 29. Juni 2001.

Gemäß den Bestimmungen der FIHV wurden Augen, Augenlider und Ohrenausschnitte (die inneren, knorpeligen Anteile des äußeren Gehörgangs) vom Schwein als nicht geeignet zum Genuss für Menschen beurteilt und im Rahmen der Schlachtung entfernt. Mit der Aufhebung der Fleischhygiene-Verordnung und der Umsetzung der VO (EG) Nr. 853/2004 entfiel die grundsätzliche Entfernungspflicht. Augen und Ohrenausschnitte werden in der Auflistung der zu entfernenden Bestandteile bei Schlachtkörpern von Schweinen in Anh. I Abschn. II Kap. V VO (EG) Nr. 854/2004 nicht explizit erwähnt. Seither können diese Schlachtnebenprodukte zum menschlichen Verzehr in Verkehr gebracht werden.

Aufgrund der derzeitigen EU-hygienerechtlichen Einstufung von Augen und Ohren als genusstauglich wurde von Bund und Ländern eine Änderung der Schnitfführung im Rahmen der Feststellung des Marktpreises gemäß der VO (EG) Nr. 1234/2007 des Rates vom 22. Oktober 2007 zur Bestimmung des gemeinschaftlichen Handelsklassenschemas für Schweineschlachtkörper beschlossen. Die neue Schnitfführung gilt seit 01. Januar 2011. Seither sind Augen, Augenlider und Ohren in das an der Waage ermittelte Schlachtgewicht miteinbezogen. Da es verschiedentlich die technischen Erfordernisse in manchen Schlachtbetrieben erforderlich machen, kann die nach Landesrecht zuständige Behörde eine Abweichung von der

Schnittführung nach § 2 Abs. 2 Nr. 3 der 1. FIGDV genehmigen oder anordnen. Im Falle der Genehmigung oder Anordnung einer Abweichung von der Schnittführung ist dem Schlachtgewicht ein Korrekturgewicht (Korrekturfaktor) hinzuzufügen, welches bei der Gewichtsfeststellung zu berücksichtigen ist.

Bezüglich der Entfernung von Augen und Ohrenausschnitten bedeutet dies, dass Schlachtbetriebe, die aufgrund technischer Erfordernisse die Entfernung von Augen und Ohren vor der Gewichtsfeststellung durchführen, dazu verpflichtet sind, eine Abweichung von der Schnittführung bei der zuständigen Landesbehörde zu beantragen und vorgegebene Korrekturfaktoren anzuwenden.

Durch das Hinzufügen des vorgeschriebenen Korrekturgewichts erhöht sich das Schlachtgewicht bei Mastschweinen insgesamt für die Teile Augen und Ohren um 250 g und bei Schlachtsauen um 300 g. Viele Schlachtbetriebe sind dazu übergegangen, Augen und Ohren erst nach der Gewichtsfeststellung zu entfernen. Vor Einführung der EU-Hygienevorschriften erfolgte die Entfernung dieser Teile in der Regel lange vor der Gewichtsfeststellung bereits schon nach dem Brühvorgang.

### 2.1.3 Export von Schlachtnebenprodukten

In der Bundesrepublik Deutschland wurden im Jahr 2012 über 58 Mio. Schweine geschlachtet und mehr als 5 Mio. Tonnen Schweinefleisch produziert (DESTATIS, 2013b).

Die Volksrepublik China stellt einen derzeit immer bedeutender werdenden Wachstumsmarkt für den deutschen Schweinefleisch-Export dar. Im Jahr 2012 wurden insgesamt über 96 000 Tonnen genießbarer Schlachtnebenerzeugnisse von Schweinen, einschließlich ganzer Schweineköpfe mit Augen und Ohren sowie Spitzbeine, im Wert von über 100 Mio. Euro von deutschen Fleisch-Produktionsbetrieben nach China exportiert (DESTATIS, 2013a) (Abb. 2). In China werden Schlachtnebenerzeugnisse wie Innereien, Ohren, Spitzbeine oder Schwänze als Delikatessen auf den Markt gebracht.

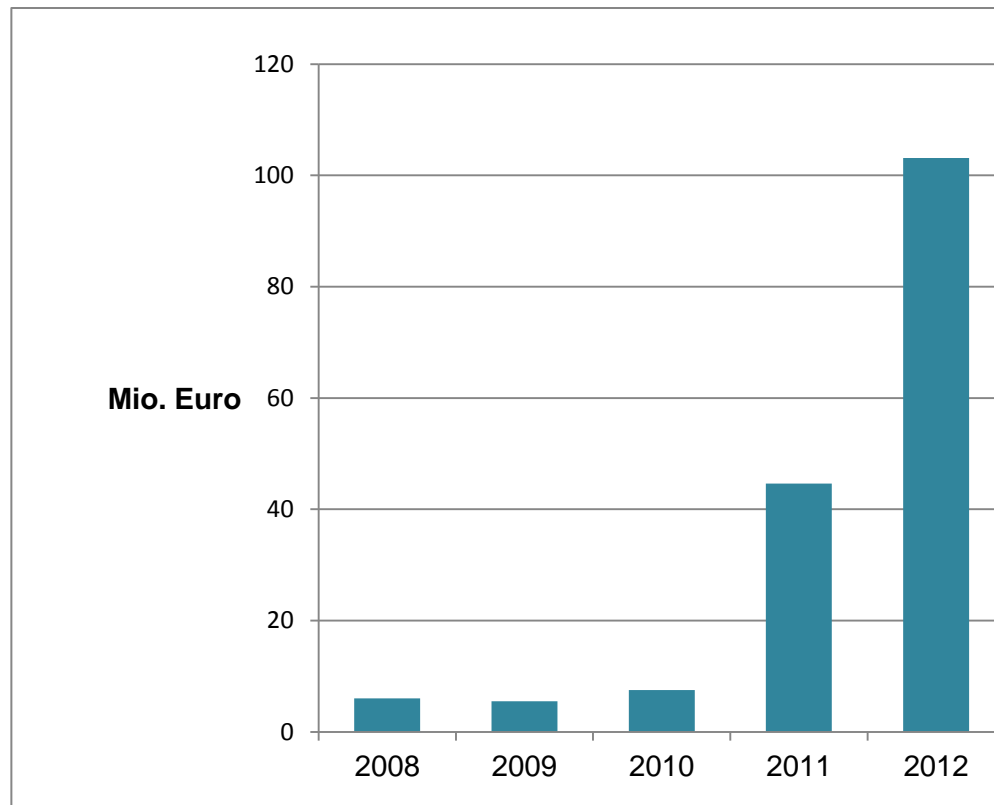


Abb. 2: Deutscher Export von genießbaren Schlachtnebenprodukten nach China (F.A.Z., 2013)

Als Bestandteil traditioneller Gerichte gelten Ohren und Spitzbeine aber auch in verschiedenen europäischen Ländern, so zum Beispiel im Norden Italiens, in Portugal oder in Frankreich, als Delikatesse. Spitzbeine kommen roh, gepökelt oder geräuchert in den Handel. Abbildung 3 zeigt eine Übersicht über die Exportziele für deutsches Schweinefleisch, einschließlich genießbarer Schlachtnebenerzeugnisse, im Jahr 2012.

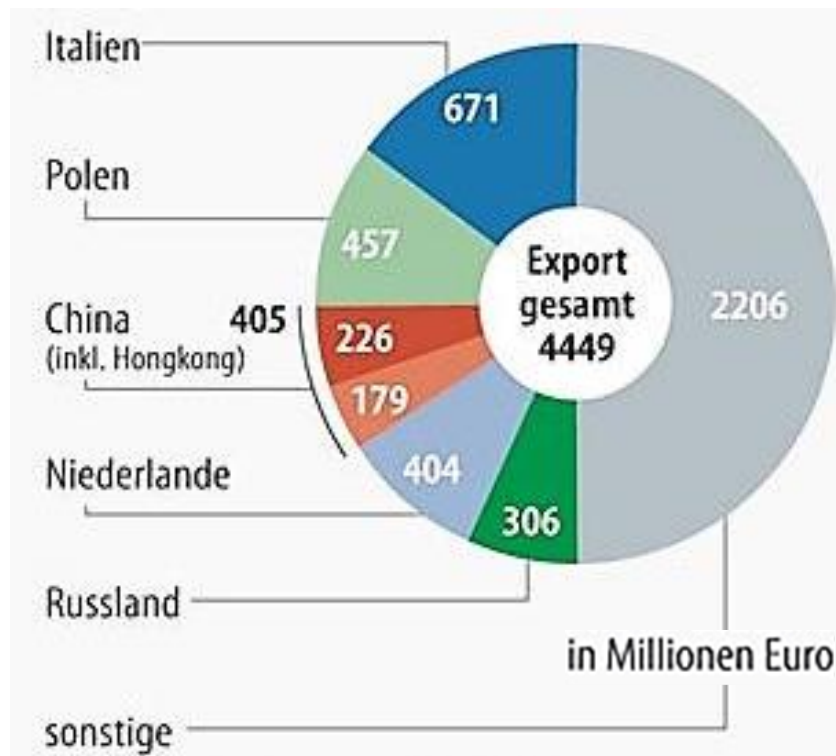


Abb. 3: Exportziele für deutsches Schweinefleisch im Jahr 2012 (nach F.A.Z., 2013)

#### 2.1.4 Bedeutung von Ohrenausschnitten, Augen und Spitzbeinen für den Verbraucher

Hierzulande finden diese Nebenerzeugnisse der Schweineschlachtung aufgrund des hohen Kollagenanteils bei der Zubereitung von Sülzen und Suppen sowie in der industriellen Gelatineherstellung und in der Tierfutterindustrie Verwendung. Die Verwendung von Augen, Augenlidern und Ohrenausschnitten bei der Herstellung von Fleischerzeugnissen ist dem Lebensmittelunternehmer allerdings gemäß Anh. III Abschn. VI Nr. 1 Buchst. d) und e) VO (EG) Nr. 853/2004 untersagt.

Nach Ansicht von KUNZ und STOLLE (2012) wurden Augen aufgrund der Annahme, dass das Auge als Lebensmittel vom Verbraucher als ekelerregend angesehen würde, fleischhygienerechtlich als nicht geeignet für den menschlichen Genuss beurteilt. Zudem stellen Augen per se nach Auffassung der Autoren ein leicht verderbliches Material dar, das beim Herauslösen aus der Augenhöhle beschädigt werden kann und somit eine noch höhere Verderblichkeit aufweist.

KUNZ und STOLLE (2012) beurteilen Augen und Ohren anhand eigener Erhebungen generell als unhygienisch und genussuntauglich. Sie hatten Untersuchungen zur

Ermittlung des Gewichts der entfernten Teile durchgeführt und dabei festgestellt, dass der innere knorpelige Anteil des äußeren Gehörgangs bei allen untersuchten Schlachtkörpern visuell verunreinigt war. Der Verschmutzungsgrad der Ohren ist nach Ansicht der Autoren abhängig von den Bedingungen im Erzeugerbetrieb und von der technischen Behandlung der Schlachtkörper, insbesondere von der angewandten Brühtechnik.

Ohren und Spitzbeine sind aufgrund der anatomischen Gegebenheiten (Gehörgang und Hautfalten im Interdigitalspalt) schwer zugänglich, wodurch unter anderem in diesen Bereichen nach dem Brühen und Enthaaren oftmals Restborsten vorhanden sind. GRÄTZ (1976) empfiehlt aus diesem Grund schon früh höhere Brühtemperaturen (66 °C) für Köpfe und Füße.

KLEIN (2011) untersuchte mithilfe des Tupfverfahrens genommene Proben von Augen und Ohrenausschnitten aus drei verschiedenen Schlachtbetrieben und stellte dabei Schwankungen innerhalb der Betriebe sowie teilweise sehr hohe Keimzahlen (aerobe mesophile Gesamtkeimzahl und *Enterobacteriaceae*) fest. Er hält diesen erheblichen und unnötigen Eintrag in die Lebensmittelkette aus fleischhygienischer Sicht für nicht tolerierbar. Nach Ansicht des Autors widersprechen das Belassen von Augen und Ohrenausschnitten am Schlachttierkörper und die generelle Beurteilung dieser Schlachttierkörperteile als genusstauglich den Prinzipien des vorbeugenden Verbraucherschutzes. Er sieht die generelle Entfernung von Augen und Ohrenausschnitten als präventiven Ansatz zur Kontaminationsvermeidung.

Sowohl KUNZ und STOLLE (2012) als auch KLEIN (2011) sehen eine Einzelfallentscheidung des amtlichen Tierarztes hinsichtlich der Entfernung von Augen und Ohrenausschnitten im Rahmen der Fleischuntersuchung aufgrund der fehlenden direkten Nachweisbarkeit der Keimbelastung als unmöglich und nicht praxisgerecht an.

## **2.2 Hygienierisiken im Schlachtprozess**

Der Hygienestatus des Endproduktes Fleisch und der daraus hergestellten Erzeugnisse ist nach GISSKE und KLEMM (1963) weitgehend abhängig von der hygienischen Beschaffenheit der Schlachttierkörperoberfläche. Bei gesunden Tieren erfolgt die entscheidende mikrobiologische Belastung des Fleisches durch Oberflächenkontamination während des Schlachtprozesses. Hygienemängel bei der

Schlachtung lassen sich auch durch beste Hygienemaßnahmen bei der Weiterverarbeitung nicht mehr kompensieren (UNTERMANN et al., 1991). Je mehr Mikroorganismen während des Schlachtvorganges auf die Fleischoberfläche gelangen, desto früher wird während der anschließenden Lagerung eine Keimzahl erreicht, die zu einer Qualitätsbeeinträchtigung des Fleisches führt (LEISTNER, 1979).

### 2.2.1 Ablauf der Schweineschlachtung

Aus hygienischer Sicht umfasst der Prozess der Schweineschlachtung drei Teilbereiche:

1. Aufstallung, Zutrieb und Betäubung,
2. „unreiner“ Bereich der Schlachtung mit den Prozessschritten Entbluten, Brühen, Enthaaren, Abflammen und Nachbearbeiten (das sogenannte Peitschen und Polieren),
3. „reiner“ Bereich der Schlachtung, mit Eviszierung und Herrichtung des Schlachttierkörpers und der zugehörigen Organe zur amtlichen Fleischuntersuchung.

Die Identifizierung hygienisch kritischer Stufen im Schlachtprozess ist Gegenstand zahlreicher Untersuchungen (GILL & BRYANT, 1992, PEARCE et al., 2004, SNIJDERS et al., 1981, ZWEIFEL et al., 2007). Neben der Personalhygiene ist es vor allem die angewandte Schlachttechnologie, die den Oberflächenkeimgehalt von Schlachttierkörpern beeinflusst (RAHKIO & KORKEALA, 1996, RAHKIO & KORKEALA, 1997, TROEGER & HESSE, 1991).

Für den Oberflächenkeimgehalt schlachtwarmer Schweineschlachttierkörper sind die Schlachtprozessschritte auf der unreinen Seite von besonderer Bedeutung (WOLTERSDORF, 1994), wobei hierbei nach TROEGER (1993) die Prozessschritte Enthaaren, Abflammen und Polieren entscheidend sind. Nach NERBRINK und BORCH (1989) bleibt der Oberflächenkeimgehalt der Schlachttierkörper bei hygienischer Arbeitsweise auf der reinen Seite der Schlachtung weitgehend unverändert. Diese Beobachtung wurde durch Untersuchungen mehrerer Autoren (BOLTON et al., 2002, GILL & BRYANT, 1992) bestätigt. Die Keimzahl auf der Oberfläche von Schlachttierkörpern nach der Schlachtung hängt nur in geringem Maße von der primären bakteriellen Kontamination der Tierkörper vor der Schlachtung ab, die Korrelation ist niedrig (LIBELT & PROST, 1972).



Der Brüh- und Enthaarungsprozess stellt eine seit langem bekannte, hygienische Schwachstelle der Schweineschlachtung dar (TROEGER, 1993d). Daher wird im Folgenden auf die hygienisch kritischen Prozessstufen auf der „unreinen“ Seite der Schweineschlachtung und deren Bedeutung für die mikrobiologische Beschaffenheit der Schlachttierkörper eingegangen.

### **2.2.2 Brühen und Enthaaren**

Das Brühen der Schweine erfolgt unmittelbar nach dem Entbluten der Tiere. Durch die Behandlung der Tierkörper mit heißem Wasser oder Dampf werden die Borsten aus den Haarfollikeln herausgelöst und die Epidermis gelockert. Das Klauenhorn wird während des Brühvorganges ebenfalls gelöst. Bei der nachfolgenden Enthaarung werden Borsten und Epidermis maschinell, in handwerklichen Betrieben auch mit Messer oder Schabgerät („Putzglocke“), entfernt. Am Tierkörper verbleibt die tiefe Schicht der Lederhaut (Corium), die sogenannte Schwarte, die als Lebensmittel dient (PRÄNDL et al., 1988). Das Enthäuten der Schweine für die Gewinnung von Croupon wird hierzulande kaum durchgeführt. In Abhängigkeit von der Betriebsgröße und der Schlachtleistung stehen verschiedene Verfahren zum Brühen und Enthaaren der Schweine zur Verfügung. Nachfolgend werden die Brüh- und Enthaarungsverfahren der in die Untersuchungen dieser Arbeit einbezogenen Schlachtbetriebe, sowie deren Einfluss auf die mikrobiologische Beschaffenheit der Schlachttierkörper, beschrieben.

#### **Bottichbrühung**

Das konventionelle und gebräuchlichste Brühverfahren ist das Brühen im Bottich mit heißem Wasser mit gleichzeitiger oder nachfolgender Enthaarung. Um die entsprechenden Wassertemperaturen für die Brühung der Tiere zu erhalten, werden die Bottiche entweder in einer Wasser- oder Dampfeinhausung betrieben und somit die gewünschten Brühwassertemperaturen erreicht (SNIJDERS, 1975). Wahlweise ist die Beheizung des Wassers auch durch Gasbrenner- oder Elektroheizung möglich (ABELE, 2013). Der Brühbottich ist je nach Anzahl der zu schlachtenden Schweine mit oder ohne Wasseraufbereitung in Form einer Umwälzanlage und mit einer oder mehreren Zulaufvorrichtungen für Heißwasser und/ oder Dampf ausgestattet (WOLTERSDORF, 1994).

In handwerklich organisierten Schlachtbetrieben kommen häufig Brühmaschinen mit einem Fassungsvermögen von ein bis zwei Schweinen zum Einsatz, während in

Industriebetrieben Durchlaufbottiche zur gleichzeitigen Brühung von bis zu und mehr als 20 Schweinen eingesetzt werden.

Die Schweine werden in das Wasser eingetaucht und manuell, durch Tauch-Vorschub-, Rechen- oder Durchziehförderer durch den Bottich befördert. Während die Schweine in einem Haspelbrühbottich mithilfe eines Haspelrechens durch das Brühwasser fortbewegt werden, sind Durchlaufbrühbottiche, die für höhere Stückzahlen an Schweinen ausgelegt sind, mit Durchziehförderern oder Förderrechen in Fächerbauweise ausgestattet (Abb. 4 und 5). Brühsysteme ohne Wasseraufbereitungsmöglichkeit während des laufenden Betriebes erfordern das Entleeren des Bottichs am Ende eines Arbeitsgangs bzw. am Ende des Schlachttages (WOLTERSDORF, 1994).

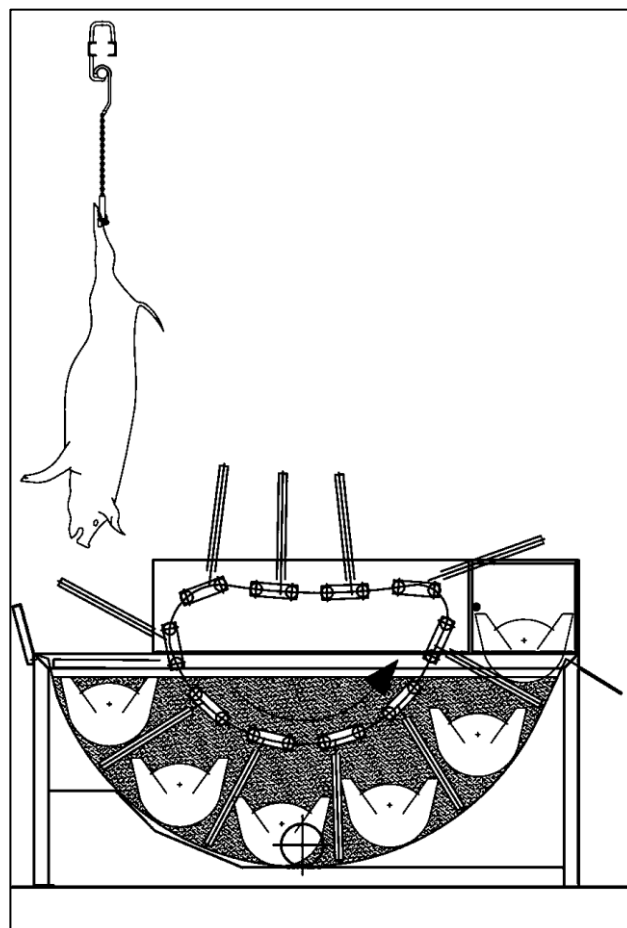


Abb. 4: Haspelbrühbottich (BANSS, 2013a)

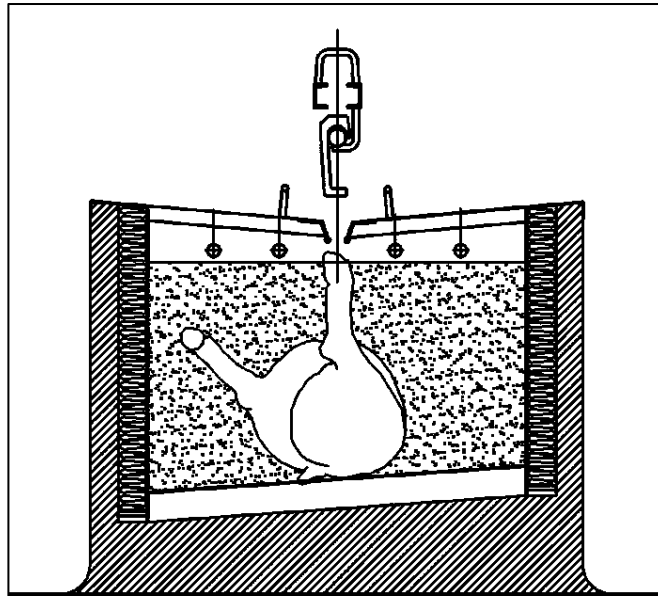


Abb. 5: Brühbottich mit Durchziehförderer (BANSS, 2013a)

Einige Brühanlagen sind mit Wasseraufbereitungssystemen versehen, in denen das Brühwasser ständig abfließt und über eine Schlammabsetzkammer, in einigen Anlagen zusätzlich durch Filter, in den Bottich zurückfließt. Eine weitere Möglichkeit der Wasseraufbereitung ist das Auffangen von ständig abfließendem Brühwasser in einem Zwischenbehälter mit mehreren Absetzkammern, wo Schmutzpartikel durch den Überlauf von der einen in die nächste Absetzkammer unterhalb des Wasserspiegels abgeschieden werden. Es erfolgt eine Desinfektion des Wassers durch Zugabe von Chlorbleichlauge. Diese wird durch einen Entchloringfilter vor dem Zurückfließen des Wassers in den Bottich entfernt (WOLTERSDORF, 1994).

In der Literatur sind zahlreiche Angaben hinsichtlich der Brühtemperatur und der Brühdauer zu finden. In der Regel beträgt die Temperatur des Brühwassers zwischen 58 und 65 °C (GRÄTZ, 1976). Nach PRÄNDL et al. (1988) gewährleisten Temperaturen über 60 °C deutlich geringere Keimgehalte im Brühwasser als Temperaturen unter 60 °C. TROEGER und WOLTERSDORF (1986) geben die Brühtemperatur im konventionellen Brühkessel mit 62 °C an.

In kälteren Jahreszeiten nimmt die Behaarung der Schweine für gewöhnlich zu und es erfordert eine etwas höhere Temperatur, um die Borsten zu lösen. Die Brühdauer liegt je nach Temperatur des Brühwassers zwischen vier und sieben Minuten (GRÄTZ, 1976). Höhere Temperaturen verkürzen die Brühdauer, führen aber zu Läsionen der

Schwarte (WOLTERSDORF, 1994), die wiederum zu einem schlechteren Entborstungserfolg führen können (PRÄNDL et al., 1988).

Im Laufe des Brühprozesses kommt es zur Verkeimung und Verunreinigung des Brühwassers mit Schmutz von Haut und Klauen, Magen- und Darminhalt, Urin, Nasensekreten und Blut (GIBKE & KLEMM, 1963). Die Anzahl lebensfähiger Mikroorganismen im Brühwasser erreicht während der ersten Arbeitsstunde ein Niveau, das im weiteren Verlauf des Schlachttages nahezu konstant bleibt (SNIJDERS, 1975, TROEGER, 1993a, TROEGER, 1993b).

Nach EKSTAM (1979) handelt es sich überwiegend um Sporen sowie aerobe und anaerobe Stäbchenkeime, Schimmelpilze und Parasiten. Die Bedeutung des Brühwassers als Kontaminationsquelle für Schlachttierkörper wurde vielfach untersucht. Beispielsweise wurden Bakterien aus dem Brühwasser mittels herkömmlicher mikrobiologischer Methoden von EKSTAM (1979) im Brust- und Lendenbereich der Aorta von Schlachtschweinen nachgewiesen. Er konnte außerdem einzellige Darmparasiten, Futterreste und Hautparasiten in großen Blutgefäßen finden und führte diese innere Kontamination der Schlachttierkörper auf das durch die Stichstelle eingedrungene Brühwasser zurück.

Den Nachweis von Brühwasserkeimen in allen Teilen von Schweine-schlachttierkörpern erbrachten JONES et al. (1984) durch Versuche mit <sup>32</sup>P-markierten *E. coli* sowie TROEGER (1992) durch die Verwendung von Sporen einer auxotrophen *Bacillus subtilis*-Mutante, die dem Brühwasser als Markerkeime zugesetzt wurden und JUDGE et al. (1978) sehen den Brühbottich als mikrobielle Kontaminationsquelle für die Schweinehaut. Nach TROEGER (1992) sowie nach LIBELT und PROST (1972) ist kein direkter Zusammenhang zwischen der Keimbelastung des Brühwassers und des Oberflächenkeimgehaltes der Schlachttierkörper ersichtlich. TROEGER (1992) führte den Anstieg der Oberflächenkeimzahlen im Schlachtverlauf auf eine zunehmende Verunreinigung schlachttechnischer Einrichtungen (unter anderem Nachbearbeitungstisch nach dem Enthaaren, Peitschenmaschine) durch verschleppte Brühwasserkeime zurück.

SNIJDERS und GERATS (1976) stellten trotz hoher Verkeimung des Brühwassers eine Reduktion des Keimgehaltes der Schweinehaut fest. Eine Reduktion des Oberflächenkeimgehaltes von Schlachttierkörpern durch das Brühen im Bottich wurde

ebenfalls von anderen Autoren beobachtet (BOLTON et al., 2002, PEARCE et al., 2004, ZWEIFEL et al., 2007).

Der Verschmutzungsgrad und der Keimgehalt des Brühwassers kann durch laufende Frischwasserzufuhr kaum entscheidend gesenkt werden. Um den Keimgehalt um eine Zehnerpotenz zu verringern, müssten 90 % des Brühwassers durch keimfreies Wasser ersetzt werden. Hohe pH-Werte im Brühwasser, die beispielsweise durch Zugabe von ungelöschtem Kalk erreicht werden, führen zu einer Reduktion des Brühwasser-Keimgehaltes (PRÄNDL et al., 1988).

Die Vorwäsche der entbluteten Schweineschlachttierkörper vor dem Brühen in einer Peitschen- oder Bürstenwaschmaschine führt nach SNIJDERS (1975) zu einer verminderten Verschmutzung des Brühwassers. Der Oberflächenkeimgehalt der Schlachtkörper hingegen wird durch das Abbrausen oder die Anwendung einer Bürstenmaschine vor dem Brühen nicht reduziert (BOLTON et al., 2002, RAHKIO et al., 1992).

### **Wasserbrühtunnel**

Ein alternativ zur konventionellen Bottichbrüfung entwickeltes und in vielen großen Schlachtbetrieben angewandtes Brühverfahren ist das Brühen in einem Wasserbrühtunnel (Abb. 6 und 7). Bei dieser Brühtechnik werden die Schlachttierkörper nicht in das Brühwasser getaucht sondern mit Heißwasser, das im Kreislaufsystem geführt wird, besprüht. Die entbluteten Tierkörper werden nach Passage einer Vorwaschmaschine an Schlingketten hängend durch einen Tunnel geführt und mit ca. 60 °C heißem Brühwasser besprüht. Jedes Schwein wird mit bis zu 1000 l Brühwasser besprüht. Durch Rezirkulation des Wassers werden stündlich ca. 2500 l Frischwasser benötigt (WOLTERSDORF, 1994).

Das von den Schweinen ablaufende Wasser wird in einem Behälter unterhalb des Tunnels aufgefangen und durch Umwälzpumpen wieder zum Besprühen der Tierkörper gebracht. Um zusätzlich einen guten Brüheffekt an schwer zugänglichen Stellen (wie z.B. Kopf) zu erzielen, durchlaufen in einigen dieser Anlagen die Köpfe der hängenden Schweine eine integrierte Wanne, die mit ca. 60 °C heißem Wasser befüllt ist. Die gesamte Brühdauer in diesem System beträgt fünf bis sieben Minuten (BANSS, 2011b).

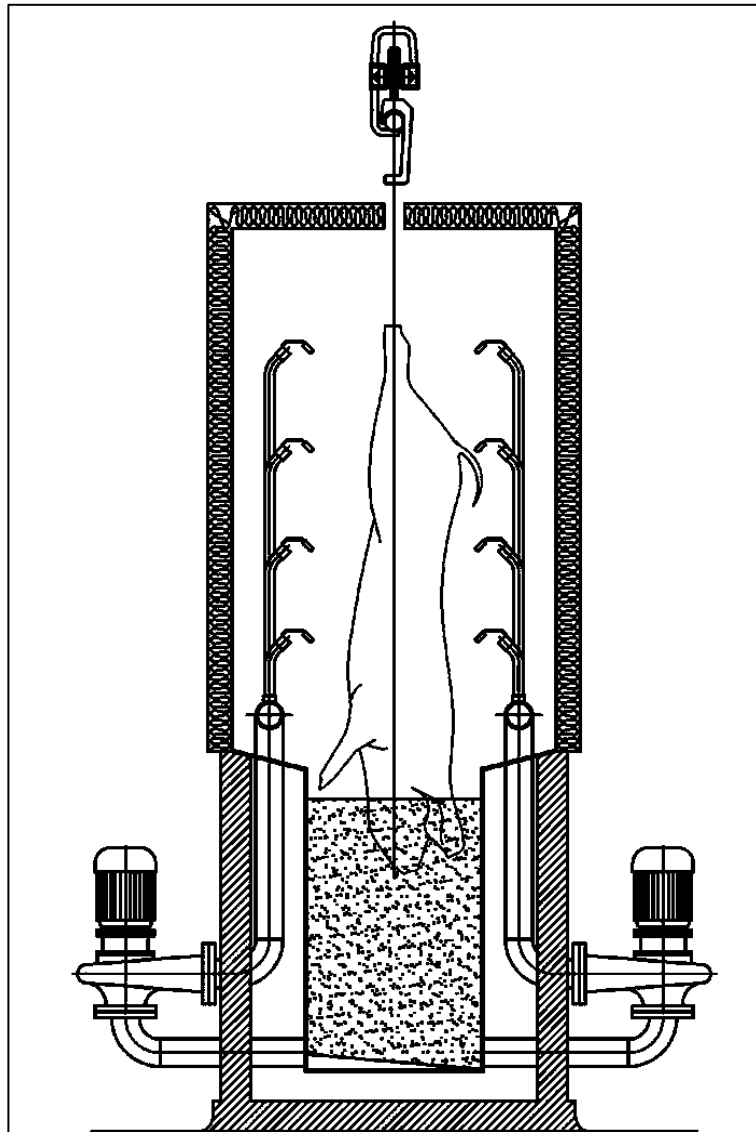


Abb. 6: Wasserbrühtunnel (BANSS, 2013a)

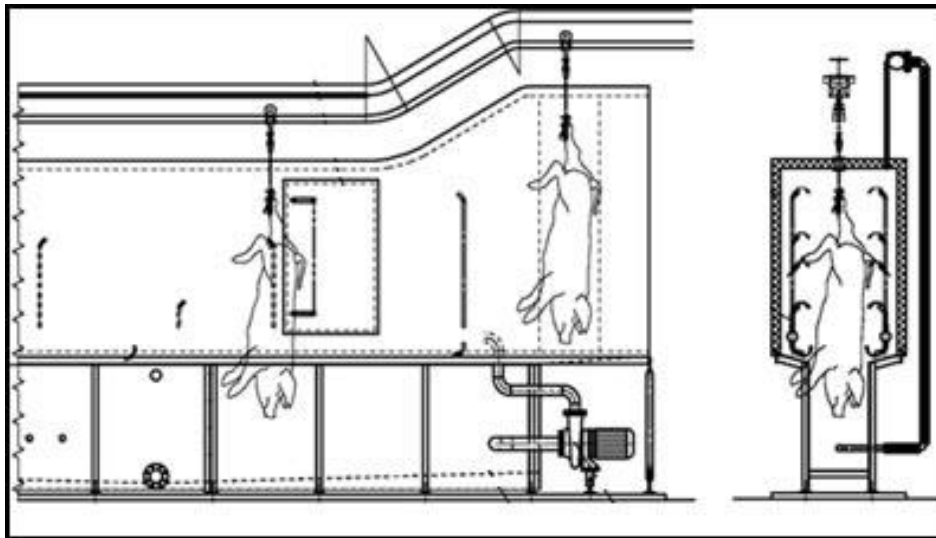


Abb. 7: Wasserbrühtunnel (BANSS, 2013a)

Wie bei der Bottichbrühung kommt es auch bei diesem System zu einer zunehmenden Verschmutzung des rezirkulierenden Brühwassers. TROEGER (1992) beobachtete ca. 30 Minuten nach Schlachtbeginn die Ausbildung eines Maximums des Brühwasserkeimgehaltes. Die Ursache hierfür ist in der Rezirkulation der relativ kleinen Wassermenge und in der sich schwierig gestaltenden Reinigung der Sprühdüsen zu sehen (SNIJDERS, 1975).

Die Verschmutzung des Brühwassers kann durch den Einbau technischer Vorrichtungen zur kontinuierlichen Erneuerung des Wassers (WOLTERSDORF, 1994) oder durch eine intensive Vorreinigung der Schlachttierkörper (PRÄNDL et al., 1988) reduziert werden.

In Untersuchungen von TROEGER (1992) war der Hygienestatus der Oberfläche von Schlachttierkörpern, die einen Wasserbrühtunnel durchlaufen hatten, höher als bei im Bottich gebrühten Schweinen. Des Weiteren fand er bei dieser Brühtechnik praktisch keine Brühwasserkeime in den Organen der Schlachttiere.

## Kondensationsbrühtunnel

Das in Skandinavien entwickelte Brühverfahren wird hierzulande in einigen Industriebetrieben mit hohen Schlachtleistungen eingesetzt. Die Brühanlage besteht aus einem Tunnel aus isolierten Sandwich-Elementen und arbeitet mit zirkulierender Luft, die mit Dampf und Wasser befeuchtet wird. Die in der Regel vorgereinigten Schweine werden hängend durch den Brühtunnel befördert (Abb. 8).

Ventilatoren saugen Luft im oberen Teil des Tunnels ab und wälzen diese in außenliegenden Kanälen um. Die Luft wird gleichzeitig durch Wasserdampf angefeuchtet und erwärmt. Ventilatoren blasen die erwärmte Luft je nach Modell im unteren oder oberen (Ekstam-Modell) Bereich zurück in den Brühtunnel. An den Innenwänden des Tunnels befinden sich Luftleitbleche, über welche die Luft vom Kopf bis zum Schinken über die Schlachttierkörper geleitet wird. Dabei werden im Kopfbereich höhere Temperaturen erreicht als am Schinken. Dies begünstigt das Lösen der Borsten, die sich in diesem Bereich schwerer lösen lassen als an anderen Schlachtkörperstellen (WOLTERSDORF, 1995).

Die 60 °C bis 61,5 °C heiße und feuchte Luft kondensiert auf den Oberflächen der Schlachttierkörper und erzeugt somit den Brüheffekt. Schwer zugängliche Stellen der Schlachtkörper können durch die gezielte Luftführung des Luftstroms erreicht werden. Das abtropfende Kondensat fließt nach unten ab und wird in das Abwassersystem geleitet. Es erfolgt keine Rezirkulation von verschmutztem Brühwasser. Der Ein- und Austritt in den Tunnel erfolgt über spezielle Türen, die die Isolierung des Tunnels gewährleisten. Brühdauer und –temperatur sind variabel, am günstigsten hat sich die Einstellung von 61,5 °C bei einer Durchlaufzeit von sieben Minuten erwiesen (WOLTERSDORF, 1995).



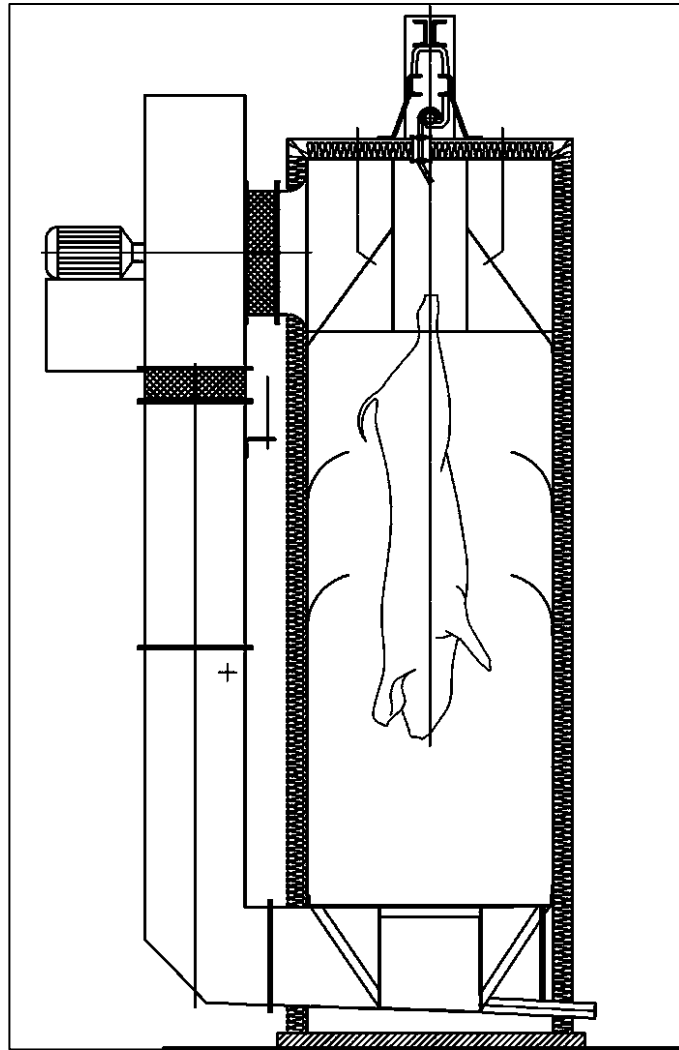


Abb. 8: Kondensationsbrühtunnel (BANSS, 2013b)

Nach WOLTERSDORF (1995) führt die Kondensationsbrühung u.a. zu einer allgemeinen Verbesserung der Schlachthygiene. GILKE und KLEMM (1963) stellten einen signifikant geringeren Oberflächenkeimgehalt der Haut von dampfgebrühten gegenüber im Kessel gebrühten Schweinen, sowohl nach dem Entborsten als auch nach dem Herrichten der Schlachtkörper, fest.

Untersuchungen von NICKELS et al. (1976) an Hautproben, die nach dem Enthaaren und am Ende des Schlachtbandes entnommen worden waren, zeigten nach dem Enthaaren keinen signifikanten Unterschied zwischen den Brühverfahren (Bottichbrühung und Brühen mit kondensiertem Wasserdampf). Am Ende des Schlachtbandes hingegen war die aerobe mesophile Gesamtkeimzahl der Hautproben von mit kondensiertem Wasserdampf gebrühten Schweinen signifikant niedriger. Von

einer Reduktion des Oberflächenkeimgehaltes um eine Zehnerpotenz durch die Anwendung eines Kondensationsbrühtunnels berichtet WOLTERSDORF (1994).

## **Enthaarungsverfahren**

### **Kombinierte Bottichbrühung und Enthaarung**

Anlagen zum gleichzeitigen Brühen und Entborsten der Schweine wurden entwickelt, um den Arbeits- und Zeitaufwand des Enthaarungsprozesses zu minimieren. In kleineren Betrieben werden häufig Kombinationsmaschinen mit einer oder mehreren in den Brühbottich eingebauten Schlägerwalzen eingesetzt (Abb. 9) (WOLTERSDORF, 1994).

Die rotierenden Walzen, die mit Gummi-, Plastik- und/oder Metallschlägern bestückt sind, umspülen die Tierkörper mit Brühwasser und schaben die Borsten ab. Einige Kombinationsmaschinen sind zusätzlich mit Kopfkrazern zur Enthaarung des schwer zugänglichen Kopfbereiches sowie mit einer sogenannten Borstenschnecke, die während des Brüh- und Enthaarungsvorgangs Borsten und Schmutz aus der Maschine befördert, ausgestattet (HAAS, 2013). Kleine Teilmengen des Brühwassers, das mit den Borsten abgeschieden wird, gelangen dabei nicht zurück in den Bottich. Eine andere Variante, die Borsten abzuscheiden, ist durch einen internen oder externen Borstenseparator gegeben. Dabei werden Borsten und Klauenschuhe in einem herausnehmbaren Borstenkorb aufgefangen. Bei der Anwendung eines externen Borstenseparators wird das Brühwasser ausgepumpt, grob gefiltert und anschließend wieder dem restlichen Brühwasser im Bottich zugeführt (JWE-BAUMANN, 2013). Der Auswurf der Schweine erfolgt je nach Anlage automatisch oder manuell.

Beim Brühen im Bottich mit gleichzeitiger Enthaarung gelangten in Untersuchungen von TROEGER (1993) die meisten Brühwasserkeime auf die Schlachttierkörperoberflächen. Die aerobe mesophile Gesamtkeimzahl auf der Schlachttierkörperoberfläche lag allerdings trotzdem niedriger als bei den anderen Brühverfahren (Bottichbrühen mit nachfolgender Enthaarung, Brühen und Enthaaren durch Besprühen in der Horizontalen sowie hängende Brühung mit isoliertem Enthaarungsvorgang) und war somit nach TROEGER (1993) auf einen primär guten Reinigungseffekt des Verfahrens zurückzuführen.

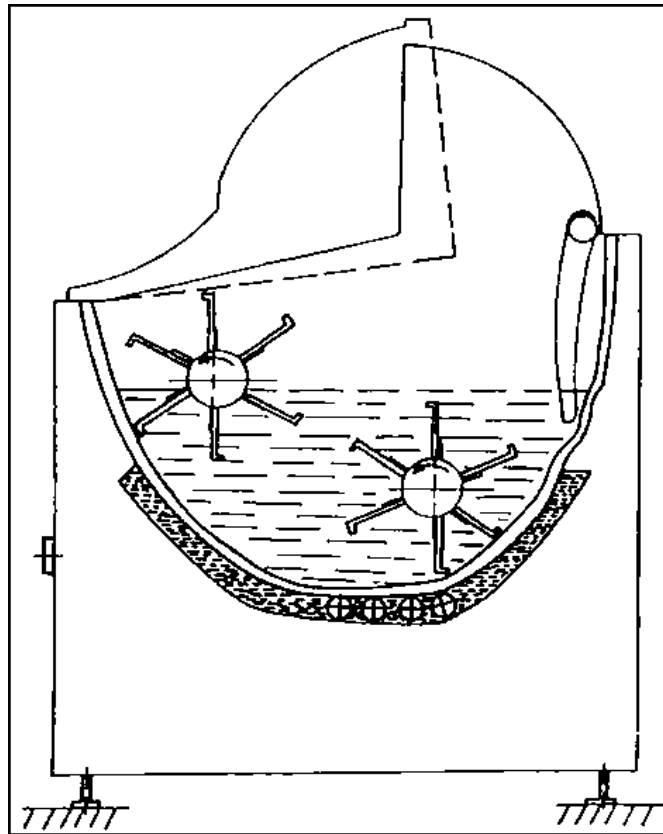


Abb. 9: Kombinierte Brüh- und Enthaarungsmaschine (BAFF, 1994b)

### Diskontinuierliche Enthaarung

In Betrieben mit geringer Schlachtkapazität wird die Enthaarung in der Regel nach dem Brühvorgang in nicht kontinuierlich arbeitenden Maschinen unter Frischwasserzufuhr durchgeführt (TROEGER, 1993a).

Bei der diskontinuierlichen Enthaarung werden die entbluteten Tiere nach dem Brühvorgang durch eine Fördereinrichtung an die unmittelbar anschließende Enthaarungsmaschine taktweise übergeben (Abb. 10 und 11). In der Enthaarungsmaschine werden die Tierkörper mit Warmwasser besprüht und mittels rotierender Enthaarungswalzen bearbeitet. Durch das Rotieren der Walzen werden die Schlachttierkörper in entgegengesetzter Richtung gedreht und durch das Schaben der Enthaarungsschläger enthaart. Einige Brüh- und Enthaarungsanlagen sind optional mit einer integrierten Abflammeinheit ausgestattet. Bei Schlachtleistungen bis ca. 250 Schweine/Std. werden in der Regel Kompaktanlagen mit direkt an den Brühbottich anschließenden Enthaarungs- und Abflammmaschinen eingesetzt (JWE-BAUMANN, 2013).

Je nach Breite der Enthaarungsmaschine sind unterschiedlich viele einstellbare Gasbrenner im oberen Segment der Enthaarungseinheit installiert. Die Tierkörper werden während der Enthaarung bzw. während der rotierenden Bewegung der Schlägerwalzen mit Wasser besprüht, abgeflammt, zuletzt mit Wasser abgespült, trockengeschabt und auf den Auswurf Tisch abgelegt (JWE-BAUMANN, 2013).

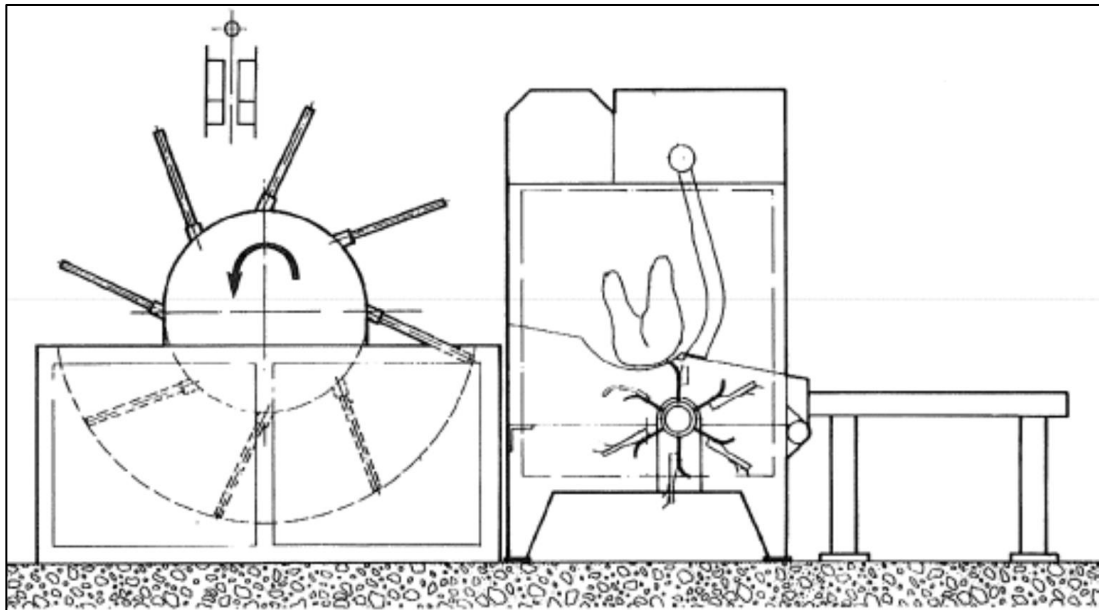


Abb. 10: Kompaktanlage zum Brühen, Enthaaren und Abflammen (ABELE, 2013)

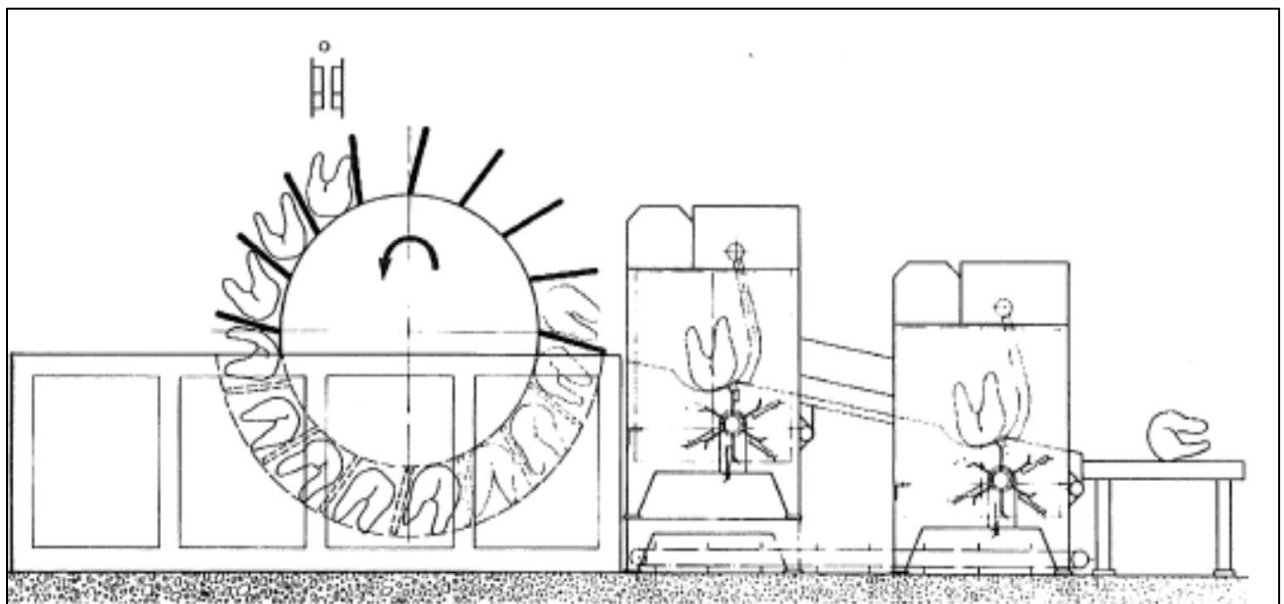


Abb. 11: Kompaktanlage mit doppelter Enthaarungseinheit (ABELE, 2013)

Werden die Schlachttierkörper während der Enthaarung nicht ausreichend mit Wasser besprüht, kann es im Falle von Kotaustritt durch die mechanische Belastung der Schlachttierkörper zu erheblichen Oberflächenkontaminationen, u.a. mit *Enterobacteriaceae*, kommen (TROEGER, 1993a).

Bei der kombinierten Enthaarung und Abflammung kommt es nach GILL und BRYANT (1991) zur kontinuierlichen Rekontamination der Schlachttierkörper durch den Kontakt mit den Schlägerwalzen. Eine Zunahme der Keimzahlen auf Schlachttierkörperoberflächen nach dem Durchlaufen einer kombinierten Enthaarungs- und Abflamm-Einrichtung wurde ebenfalls von anderen Autoren beobachtet (BRYANT et al., 2003, SPESCHA et al., 2006, ZWEIFEL et al., 2007).

### **Kontinuierliche Enthaarung/Durchlaufenthaarung**

Kontinuierlich arbeitende Durchlaufanlagen zum Enthaaren von Schweineschlachtkörpern kommen in Schlachtbetrieben mit mittleren bis hohen Schlachtleistungen zum Einsatz. Dabei wird eine relativ große Wassermenge durch einen Leitungskreislauf gepumpt und auf die Schlachttierkörper gesprüht (TROEGER, 1993a). Die vorgebrühten Tierkörper werden durch ein Fördersystem in die Enthaarungsmaschine abgelegt oder gelangen durch eine Einlaufrutsche in die laufende Maschine. Je nach Maschinengröße ist die Anlage aus einem oder mehreren Segmenten aufgebaut, die ein Heißwasserbad mit Temperaturen von 60 – 62 °C beinhalten. In diesen wiederum befinden sich ein oder mehrere rotierende Enthaarungswalzen, auf denen die mit Gummi- oder Metallschlägern bestückten Sternräder spiralförmig angeordnet sind (Abb. 12). Auf diese Weise wird bei diesem System der letzte Abschnitt der Brühung mit dem Prozessschritt der Enthaarung verknüpft. (BANSS, 1991).

Durch die besondere Anordnung der Enthaarungsschläger werden die Schweine durch das Rotieren der Walzen in Längsrichtung vorwärts durch die Maschine befördert. Dabei werden die Borsten durch die Schläger von der Schlachttierkörperoberfläche abgeschabt. Während der Passage werden die Schlachttierkörper zusätzlich ständig mit Heißwasser von 60 – 62 °C besprüht um ebenfalls eine Brühung zu gewährleisten und um die gelösten Borsten abzuwaschen. Die Durchlaufdauer liegt bei 2-3 Minuten pro Schwein (BANSS, 2013).

Dem rezirkulierenden Brüh- und Sprühwasser wird vor der Wiederverwendung in der Regel Frischwasser zugeführt. In einigen Anlagen wird im letzten Segment ausschließlich Frischwasser zum Besprühen der Schlachttierkörper verwendet. Unter den Enthaarungswalzen verläuft ein Borstenförderband bzw. Kratzband über einem Lochblech, das die anfallenden Borsten vom Brühwasser trennt und zum Maschinenausgang befördert (WOLTERSDORF, 1994).

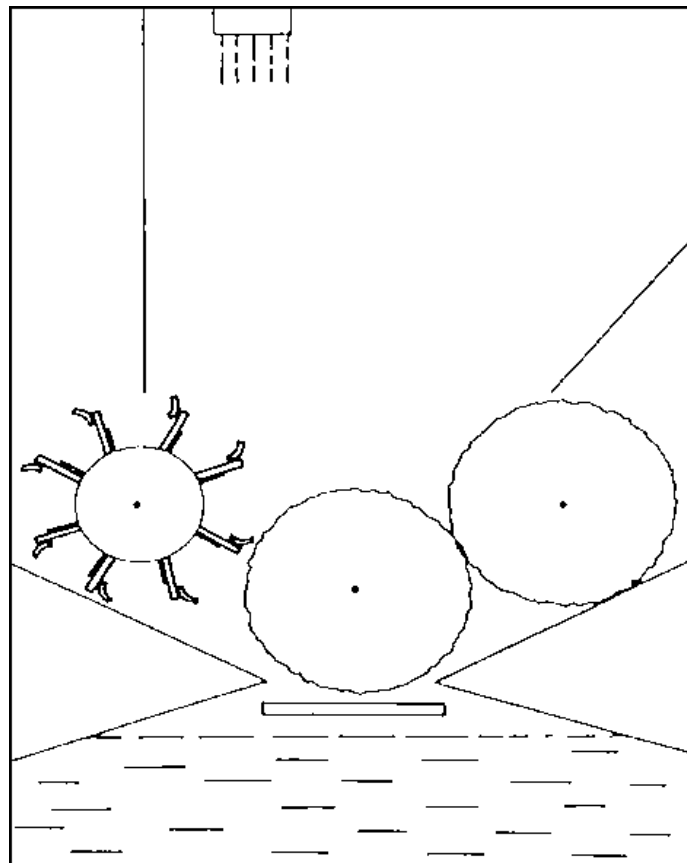


Abb. 12: Durchlauf-Enthaarungsmaschine (BAFF, 1994a)

Untersuchungen von TROEGER (1992) zufolge ist auch bei dieser Technik, bei welcher der Enthaarungsvorgang unter Brühbedingungen stattfindet, kein Zusammenhang zwischen dem Brühwasserkeimgehalt und dem Oberflächenkeimgehalt der Schlachttierkörper ersichtlich. Der Oberflächenkeimgehalt der Schlachttierkörper lag relativ hoch (20000 bis 60000 Keime/cm<sup>2</sup>) während der Keimgehalt des Brühwassers deutliche schwankte. TROEGER (1992) stellte einen Anstieg der aeroben mesophilen Keimzahl innerhalb der ersten 30 Minuten nach Schlachtbeginn fest, der anschließend absank und sich stabilisierte.

Weitere Enthaarungstechniken, die in der Literatur zwar beschrieben sind, sich aber in der Praxis nicht durchgesetzt haben, sind die Infrarotbestrahlung und die Anwendung trockener Hitze (GIBKE & M, 1963, SNIJDERS, 1975).

Nach dem Brüh- und Enthaarungsvorgang werden die Schlachttierkörper in der Regel auf dem „Brühtisch“ manuell nachbearbeitet für das Entfernen der Hornschuhe und das Freilegen der hinteren Sehne (Aufflechtsen). An dieser Stelle erfolgte in der Regel die Entfernung von Augen und Ohrausschnitten. Anschließend werden die Tiere mit Rohrbahnhaken auf die Rohrbahn eingebracht.

### 2.2.3 Abflammung

Bei der Abflammung der Schweineschlachtkörper werden durch Hitzeeinwirkung mittels Flammstöße zum einen eventuell verbliebene Restborsten auf der Schlachtkörperoberfläche versengt und zum anderen wird eine Keimreduzierung auf der Hautoberfläche erzielt (TROEGER, 1993a). Während das Abflammen in handwerklich organisierten Schlachtbetrieben meist manuell mithilfe eines Abflammgerätes durchgeführt wird, kommen in Betrieben mit höheren Schlachtkapazitäten Kombinationsmaschinen für die gleichzeitige Enthaarung und Abflammung zum Einsatz (vgl. Diskontinuierliche Enthaarung). Vertikale Abflammöfen, durch welche die Schlachtkörper nach dem Enthaarungsprozess durchbefördert werden, sind bei mittleren bis großen Schlachtkapazitäten in der Anzahl von ein bis drei Flammöfen in Folge aufzufinden (PRÄNDL et al., 1988).

Diese Flammöfen werden mit verschiedenen Abflammintensitäten angeboten, welche sich anhand der unterschiedlichen Anzahl von Brennerköpfen unterscheiden (Abb. 13). Erreichen die Schlachttierkörper eine Kontaktschwelle am Eingang des Flammofens, werden die einstellbaren Gasbrenner automatisch gezündet. Die Flammlänge kann individuell eingestellt werden. Im Zuge der Einführung des „Abbrennens“ der Schweine bezeichnete SCHMIDT (1957) das Abflammen der Schweine als einen nicht unwesentlichen Beitrag zur Steigerung der Schlachthygiene.

Durch den Abflammprozess ist nach TROEGER (1993) eine Keimreduktion (GKZ) der Schlachttierkörperoberfläche um ca. ein bis zwei Zehnerpotenzen zu erreichen. Dieses Ergebnis wurde durch Untersuchungen anderer Autoren bestätigt (PEARCE et al., 2004, ZWEIFEL et al., 2007). Der keimreduzierende Effekt der Hitzeeinwirkung trifft nicht zu, wenn die Schlachtkörper sehr feucht sind (TROEGER, 1993a).

Im Gegensatz dazu konnten GILL und BRYANT (1992) im Rahmen mikrobiologischer Stufenkontrollen keine Veränderung der Keimzahl auf der Schlachttierkörperoberfläche nach dem Abflammen in einer kombinierten Enthaarungs- und Abflammmaschine feststellen. Es wurde als Ursache zum einen vermutet, dass die Enthaarungsschläger eine Rekontaminationsquelle darstellen und zum anderen, dass lokalisierte Bereiche der Schlachttierkörper nicht ausreichend intensiv von der Hitzeeinwirkung erfasst werden. Diese lokalisierten Bereiche sind nach GILL und BRYANT (1992) nicht bei allen Abflammsystemen gleichermaßen zu erwarten und somit bei jedem System unterschiedlich.

KAMPELMACHER et al. (1961) beobachteten ebenfalls, dass Regionen der Schlachttierkörper, die sich näher an den Flammdüsen befanden (Kopf, Schulter), eine geringere mikrobiologische Kontamination aufwiesen als andere Schlachttierkörperstellen, die weiter entfernt von den Flammen waren.

Untersuchungen von TROEGER (1993c) zufolge erwies sich das Abflammen der Schlachttierkörper in einem vertikalen Abflammofofen im Anschluss an das Enthaaren als hygienisch vorteilhaft im Vergleich zu einer kombinierten Enthaarungs- und Abflammmaschine.



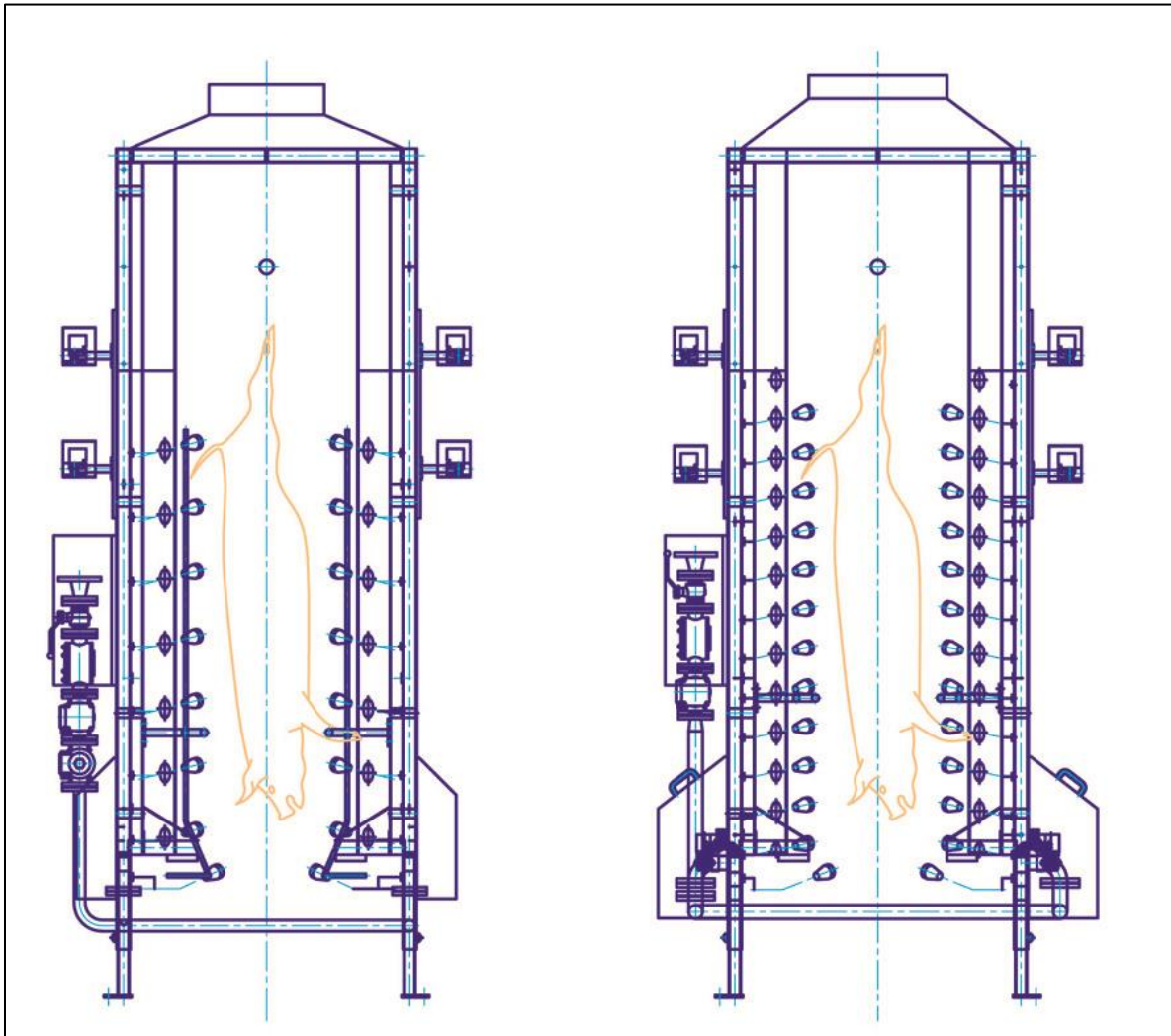


Abb. 13: Beispiel für einen vertikalen Abflammofen, jeweils mit unterschiedlicher Anzahl an Flammdüsen (BANSS, 2013a)

#### 2.2.4 Nachbearbeiten der Schlachttierkörper

Das Nachbearbeiten der Schlachttierkörper nach dem Abflammen ist der letzte Prozessschritt auf der „unreinen“ Seite der Schweineschlachtung und dient der Entfernung verkohlter Restborsten sowie dem Trocknen der Schlachttierkörperoberfläche. In kleinen bis mittleren Betrieben erfolgt das Nachbearbeiten häufig auf einem Nachenthaarungstisch im Anschluss an das Brühen. Dabei werden nicht entfernte Borsten und Epidermisreste, vor allem im Kopf- und Extremitäten-Bereich, mithilfe eines Messers oder einer Putzglocke und eines Abflammgerätes entfernt. In großen Schlachtbetrieben findet die Nachbearbeitung der

Schlachttierkörper in Nachbearbeitungsmaschinen, in der Regel in einer Peitschenwaschmaschine, statt (Abb. 14) (WOLTERSDORF, 1994).

Während des Passierens der Peitschenwaschmaschine werden die hängenden Tierkörper durch vertikal angeordnete Schlägerwalzen und in manchen Anlagen zusätzlich durch horizontal angebrachte Peitschen- oder Bürstenwalzen bearbeitet und mit Wasser besprüht (BANSS, 2011a).



Abb. 14: Beispiel für eine Peitschenwaschmaschine (BANSS, 2013)

Die Ergebnisse verschiedener Untersuchungen zeigen, dass das Peitschen und Polieren in einer Nachbearbeitungsmaschine zu einer Kreuzkontamination der Tierkörper und zu einem Anstieg des Oberflächenkeimgehaltes der Schlachttierkörper führen kann (NERBRINK & BORCH, 1989, SNIJDERS et al., 1984, TROEGER & HESSE, 1991, WOLTERSDORF, 1994).

Der Einsatz einer Bürstenwaschmaschine anstelle einer Peitschenwaschmaschine zeigte in vergleichenden Untersuchungen von TROEGER (1991) einen leichten Vorteil. Die Oberflächenkeimgehalte der Schlachttierkörper lagen unmittelbar nach der Passage der Maschine um ca. eine halbe Zehnerpotenz niedriger als bei Verwendung einer konventionellen Peitschenwaschmaschine (TROEGER & HESSE, 1991). SNIJDERS (1981) untersuchte den Zusammenhang zwischen dem Reinigungszustand der Peitschenwaschmaschine und dem Oberflächenkeimgehalt von Schweineschlachttierkörpern. Bei gutem Reinigungszustand war die aerobe mesophile Gesamtkeimzahl niedrig und es waren keine *Enterobacteriaceae* nachweisbar. Ein schlechter Reinigungszustand der Peitschenwaschmaschine resultierte in einer hohen Gesamtkeim- und *Enterobacteriaceae*-Zahl.

WIRTH et al. (2003) stellten fest, dass durch das Abflammen in einem zweiten Flammofen ohne nachfolgendes Polieren und Peitschen eine Keimzahlreduktion auf der Schlachttierkörperoberfläche um ein bis zwei Zehnerpotenzen erreicht werden kann.

## **2.3 Schlachthygienisch relevante Mikroorganismen**

### **2.3.1 Die Mikrobiota der Schlachttierkörper**

Die Mikrobiota auf frischen Schlachttierkörpern setzt sich zusammen aus Keimgruppen, die aus der äußeren und inneren Körperbiota der Tiere und aus der Umgebungsbiota des Schlacht- und Verarbeitungsbereiches, einschließlich der Körperbiota des Menschen, stammen. Die innere Körperbiota der Tiere besteht zu einem großen Teil aus strikt anaeroben Keimen, die durch die Anwesenheit von Sauerstoff auf der Fleischoberfläche rasch absterben oder versporen. Es sind daher vor allem die aeroben und die fakultativ anaeroben Keime, die auf der Schlachtkörperoberfläche verbleiben (REUTER, 2008). An der Bildung der fleischspezifischen Mischbiota sind vorwiegend Enterokokken, *Enterobacteriaceae*, Mikrokokken, Laktobazillen, Staphylokokkenarten, Streptokokken, aerobe Sporenbildner und Hefen sowie *Pseudomonas*- und *Aeromonas*-Spezies beteiligt. Zu den potentiell pathogenen und toxinogenen Keimen, die in der inneren und äußeren Körperbiota von Schlachtschweinen zu finden sind, zählen *Salmonella* spp., *Escherichia coli*, *Yersinia enterocolitica*, *Clostridium* spp und *Staphylococcus aureus*

(REUTER, 2008). Vor allem während des Schlachtprozesses kann es zu einer Kontamination der Schlachtkörper mit diesen Keimen und somit zum Eintrag in die Lebensmittelkette kommen (BUCHER et al., 2008, FREDRIKSSON-AHOMAA et al., 2009, SHERIDAN, 1998, SWANENBURG et al., 2001). Die Kontaminationsquellen während der Schweineschlachtung sind Tier-assoziiert (z.B. fäkale oder pharyngeale Kontaminationen) (BERENDS et al., 1997) und Umgebungs-assoziiert (BORCH et al., 1996). Fäkale Verunreinigungen konzentrieren sich an bestimmten Stellen auf der Körperoberfläche von Schlachttieren und stellen die hauptsächliche Ursache für die Kontamination des Fleisches dar. Solche Stellen sind kotverschmutzte Partien der Haut, vor allem im Bereich der Hintergliedmaßen und an den Klauen. Der Keimgehalt von Klauenschmutz liegt annähernd in der gleichen Größenordnung wie jener des Darminhaltes (SINELL, 1988).

### 2.3.2 Hygieneindikatoren

Hygieneindikatoren sind Keime, deren qualitativer und quantitativer Nachweis dem Untersucher spezielle, hygienisch bedeutsame Sachverhalte anzeigen. Die Indikatorfunktion eines Keimes gilt nur für die jeweils festgelegte Lebensmittelart (FEHLHABER & JANETSCHKE, 1992).

#### 2.3.2.1 *Enterobacteriaceae*

*Enterobacteriaceae* sind gramnegative, meist bewegliche Stäbchenbakterien, zu denen sowohl obligat als auch fakultativ pathogene Keime zählen. Sie stellen die in der Humanmedizin wichtigste Bakterienfamilie dar. Ihr natürliches Habitat ist der Darmtrakt von Mensch und Tier. Die Familie umfasst mehrere Gattungen und Hunderte von Arten. Einige der wichtigsten Gattungen der Familie sind *Salmonella* spp., *Yersinia* und *Escherichia (E.) coli* (KAYSER & BÖTTGER, 2005a).

Es sind viele Pathogenitätsfaktoren der *Enterobacteriaceae* bekannt, u. A. Endotoxin, Exotoxine, Kolonisationsfaktoren und Invasine. Die wichtigsten Antigene der *Enterobacteriaceae* sind O-Antigene (Oberflächen-Antigene), H-Antigene (Geißel-Antigene) und K-Antigene (Kapsel-Antigene). Aufgrund ihrer großen Stoffwechselaktivität ist die Systematik der Enterobakterien auf verschiedene Stoffwechselleistungen, die anhand der „Bunten Reihe“ nachgewiesen werden können, zurückzuführen. *Enterobacteriaceae* können als obligat pathogene Erreger, wie z. B. *Salmonella* spp. aber auch als fakultativ pathogene Erreger Ursache von

Durchfällen, Enteritis, Colitis, Harnwegsinfektionen, Pneumonien, Sepsis und Wundinfektionen (KAYSER & BÖTTGER, 2005a) sein.

Die Anzahl an *Enterobacteriaceae* auf der Schlachttierkörperoberfläche spiegelt die Prozesshygiene während der Ausweidung wider. Bei der Ausweidung der Schweine-Schlachttierkörper kann es durch unsachgemäße Prozessführung zur Verletzung von Innereien oder des Rektums kommen. Diese führt zu einer Verunreinigung der Schlachttierkörper mit Darminhalt und somit zu einer erhöhten Anzahl an *Enterobacteriaceae* auf der Schlachttierkörperoberfläche. Über Hände und Messer können diese Keime auf weitere Schlachttierkörper übertragen werden. Aus diesem Grund verdient vor allem die Spaltung und Ausweidung der Schlachttierkörper vermehrt Aufmerksamkeit (GERATS et al., 1981). Untersuchungen von SNIJDERS (1981) zufolge sind bei guter Schlachthygiene (Messerwechsel, Händewaschen im Falle von Verletzung der Eingeweide) weniger *Enterobacteriaceae*-positive Schlachttierkörper und niedrigere *Enterobacteriaceae*-Zahlen auf der Schlachttierkörperoberfläche vorhanden, während bei schlechter Schlachthygiene auf der Oberfläche von bis zu 100 % der Schlachttierkörper *Enterobacteriaceae* nachweisbar sind.

ZWEIFEL et. al. (2008) verglichen 17 Schlachtbetriebe hinsichtlich der Prävalenz von *Enterobacteriaceae* auf Schweineschlachttierkörpern. Diese lag zwischen 2 % und 56 %. SPESCHA et al. (2006) wiesen *Enterobacteriaceae* vor dem Brühen bei 100 % der Schlachttierkörper nach (n=200; Probenahmestellen: Hals, Brust, Bauch, Schinken). Am Schlachtbandende lag die Prävalenz von *Enterobacteriaceae* je nach Probenahmelokalisation zwischen 18 und 34 %. Ähnliche Ergebnisse erhielten SCHERTENLEIB et al. (2011), die vor dem Brühen bei nahezu 100 % und im Kühlraum bei 10 – 14 % der Schlachttierkörper *Enterobacteriaceae* nachwiesen (n=50; Probenahmestellen: Hals, Brust, Rücken, Schinken).

DE WIT und KAMPELMACHER (1981) untersuchten die mikrobiologische Kontamination der Hände bei Arbeitern in der Lebensmittelindustrie. *Enterobacteriaceae* waren bei 100 % (n=20) der Mitarbeiter in einem Schweineschlachtbetrieb nachweisbar. Nach Ansicht der Autoren ist das Vorkommen von *Enterobacteriaceae* an den Händen auf den Umgang mit Rohmaterial tierischen Ursprungs zurückzuführen.

Die Überwachung von *Enterobacteriaceae* und aerober mesophiler Gesamtkeimzahl auf Schweineschlachttierkörpern ist in der VO (EG) Nr. 2073/2005 der Kommission vom 15. November 2005 über mikrobiologische Kriterien für Lebensmittel festgelegt und dient als Prozesshygienekriterium.

#### 2.3.2.2 *Escherichia coli*

*E. coli*, eine Spezies der Familie der *Enterobacteriaceae*, sind fakultativ anaerobe Bakterien mit einem Wachstumsoptimum bei +37 °C. Die Spezies *E. coli* umfasst apathogene, fakultativ pathogene und obligat pathogene Stämme. Apathogene und fakultativ pathogene Stämme sind Bestandteil der physiologischen Darmbiota von Mensch und warmblütigen Tieren. Sie werden mit dem Kot ausgeschieden und sind in der Umwelt weitverbreitet. Eine Differenzierung innerhalb der Spezies erfolgt anhand der Oberflächen- (O-), Kapsel- (K-) und Geißel- (H-) Antigene. Derzeit sind 182 O-, 80 K- und 56 H-Antigene bekannt. Aufgrund ihrer Virulenz lassen sich die darmpathogenen Stämme in fünf Pathogruppen, darunter die Gruppe der EHEC, einteilen. Sie führen weltweit jährlich zu ca. 160 Mio Durchfallerkrankungen und 1 Mio Todesfällen (SUERBAUM et al., 2012).

Hinsichtlich der Übertragung von pathogenen Stämmen auf den Menschen sind nach dem derzeitigen Stand der Wissenschaft Schlachtschweine von nur geringer Bedeutung, Wild- und Hauswiederkäuer gelten hier als Hauptreservoir (EFSA & ECDC, 2013). *E. coli* dient als Hygieneindikator für fäkale Verunreinigung von Wasser und Lebensmitteln. LENAHAAN et al. (2009) untersuchten u. a. die Prävalenz von *E. coli* O157:H7 auf Schweineschlachttierkörpern in vier Schlachtbetrieben jeweils vor und nach dem Kühlprozess; diese lag vor dem Kühlen, also am Schlachtbandende, bei 0 %. Andere Autoren wiesen *E. coli* nach der Eviszeration auf der Schlachttierkörperoberfläche sowie auf den Schlägern der Peitschenmaschine, an der Bandsäge und an den Händen des Schlachtpersonals nach und zeigten anhand von DNA-fingerprinting, dass die Keime aus dem „unreinen“ Bereich der Schlachtung verschleppt wurden und es trotz Brüh- und Abflammprozess zur Kreuzkontamination zwischen Schlachttierkörpern kommen kann (WARRINER et al., 2002).

GILL et al. (1998) wiesen *E. coli* in der Maulhöhle von Schweineschlachtkörpern nach und beobachteten, dass es durch das Lösen der Zunge zur Kontamination der Schlachttierkörperoberfläche mit diesem Keim kommen kann. Eine Kontamination der

Schlachttierkörper mit *E. coli* durch Prozessschritte, die am Kopf der Schlachtkörper durchgeführt werden, wurde auch von BRYANT et al. (2003) festgestellt.

#### 2.3.2.3 *Staphylococcus aureus*

*Staphylococcus (S.) aureus* wird sowohl als Hygieneindikator als auch aufgrund des Enterotoxinbildungsvermögens, das einige Stämme aufweisen, als fakultativ pathogener Krankheitserreger eingestuft. Eine genauere Beschreibung des Erregers und seiner Eigenschaften erfolgt deshalb unter 2.3.3.3.

### 2.3.3 Obligat und fakultativ humanpathogene Mikroorganismen beim Schlachtschwein

Mikroorganismen stellen die wichtigste Ursache für lebensmittelbedingte Erkrankungen dar. Eine Kontaminationsgefahr besteht zwar grundsätzlich auf allen Stufen der Lebensmittelerzeugung (FEHLHABER, 2003), ein Eintrag humanpathogener Mikroorganismen auf der Stufe der Schlachtung stellt aber gerade bei Zoonoseerregern wie z. B. *Salmonella* spp. oder *Yersinia enterocolitica* eine häufige Kontaminationsursache für Schweinefleisch dar (BORCH et al., 1996).

Während des Schlachtprozesses kann es über Gerätschaften, Blut und Spritzwasser zur Kontamination und Verbreitung von pathogenen Mikroorganismen, die aus der Mundhöhle und dem Verdauungstrakt stammen, kommen (NESBAKKEN, 1988). Abbildung 15 zeigt die Beteiligung verschiedener Pathogene an den durch Schweinefleisch und Schweinefleischprodukten verursachten Krankheitsausbrüchen in der EU im Jahr 2010 (EFSA;ECDC, 2012). Diese Graphik zeigt, dass der überwiegende Anteil der mit dem Verzehr von Schweinefleisch assoziierten Ausbruchsgeschehen durch *Salmonella* spp. verursacht wurde. Allerdings wurden auch Ausbrüche, die durch Staphylokokken Enterotoxin (SET) verursacht wurden, übermittelt. Im Folgenden wird auf die wichtigsten Erregereigenschaften von pathogenen und fakultativ pathogenen Erregern sowie deren schlachthygienische Bedeutung beim Schwein eingegangen

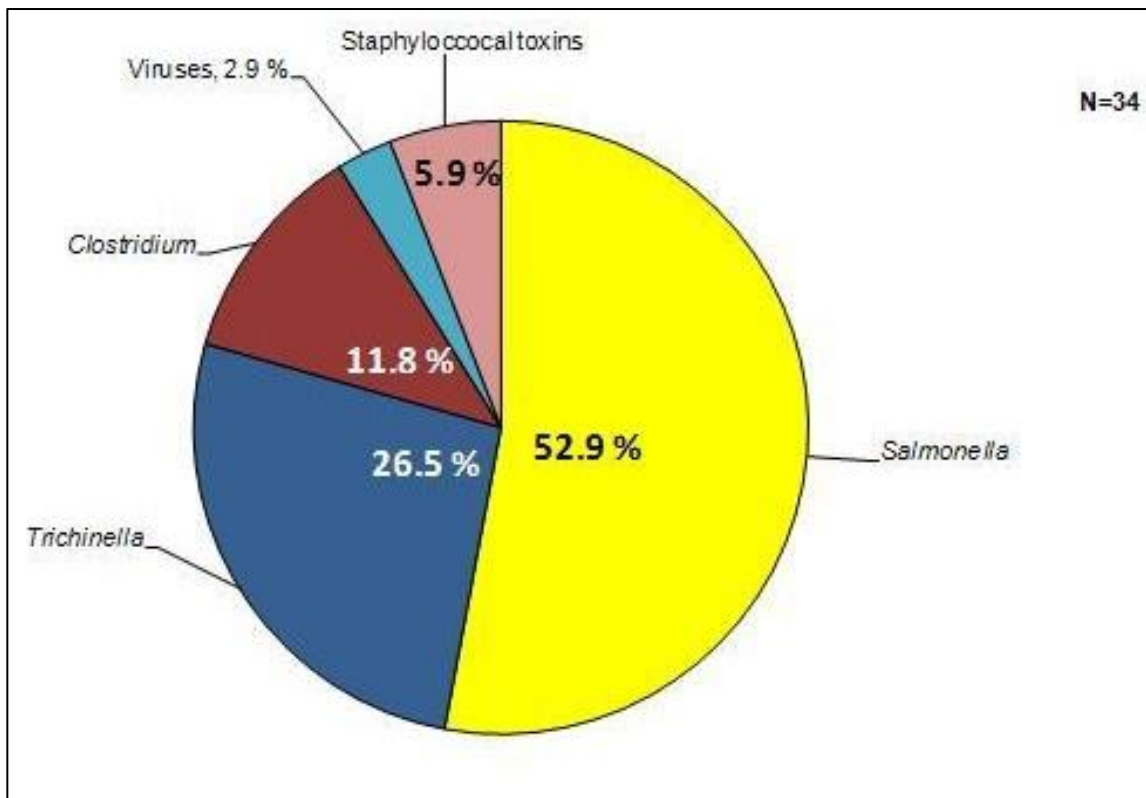


Abb. 15: Krankheitsausbrüche im Jahr 2010, die durch Schweinefleisch und Schweinefleischprodukte verursacht wurden, nach Pathogenen (EFSA;ECDC, 2012)

### 2.3.3.1 *Salmonella* spp

*Salmonella* (S.) spp. kommen natürlicherweise im Darmtrakt von zahlreichen wildlebenden und domestizierten Tieren vor und vermehren sich bei Temperaturen zwischen 4-45 °C. Es lassen sich die Spezies *S. enterica* und *S. bongori* differenzieren. Beide Spezies sind pathogen für Mensch und Tier. Nach dem Kauffmann-White Schema können *S. enterica*-Isolate anhand ihrer O- und H-Antigene mittels Objektträgeragglutination mehr als 2600 Serovaren zugeordnet werden. Diese werden in der Regel mit dem Serovarnamen (z.B. *S. Enteritidis*) und nicht mehr mit der vollständigen Bezeichnung benannt. Die Überlebensdauer von Salmonellen im trockenen Milieu, z.B. in Staub oder in Lebensmitteln, beträgt Monate bis mehrere Jahre (SUERBAUM et al., 2012). *Salmonella*-Erkrankungen des Menschen können zu verschiedenen klinischen Syndromen wie akuter Gastroenteritis, Fieber und Bakteriämie mit oder ohne fokalen, extraintestinalen Infektionen und reaktiver Arthritis führen (COHEN et al., 1987). In Europa sind *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* die am häufigsten für *Salmonella*-Erkrankungen des Menschen verantwortlichen Serovare. Infektionen mit *S. Enteritidis* sind in den meisten Fällen auf den Verzehr von kontaminierten Eiern oder Geflügelfleisch zurückzuführen, während Infektionen mit *S.*



Typhimurium meist durch kontaminiertes Schweine-, Geflügel- oder Rindfleisch verursacht werden (EFSA;ECDC).

Etwa 15% aller *Salmonella*-Infektionen des Menschen sind auf den Verzehr von kontaminiertem Schweinefleisch oder Schweinefleischprodukten zurückzuführen (BERENDS et al., 1998, PIRES et al., 2010). Die Nachweisrate von *Salmonella* spp. bei Schweine-Schlachtteilen lag in Deutschland im Jahr 2010 bei 1,02 % und hat sich somit im Vergleich zum Vorjahr verdoppelt (HARTUNG & KÄSBOHRER, 2012).

Abbildung 16 zeigt eine Übersicht der als Vektoren für *S. Typhimurium* identifizierten Lebensmittel in der EU im Jahr 2010.

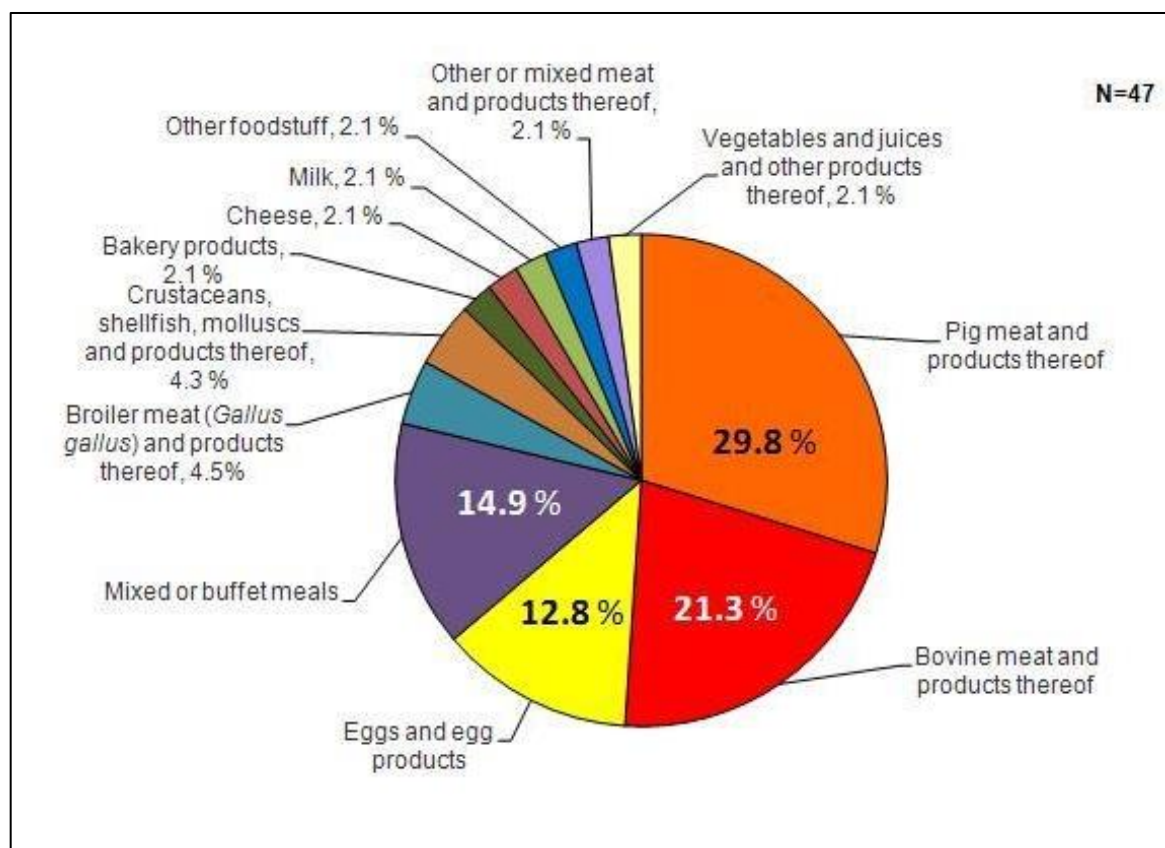


Abb. 16: An Krankheitsausbrüchen mit *S. Typhimurium* beteiligte Lebensmittel im Jahr 2010 (EFSA;ECDC, 2012)

Die Salmonellose stellt nach wie vor die zweithäufigste Zoonose in der EU dar. Die Zahl der gemeldeten *Salmonella*-Infektionen beim Menschen lag im Jahr 2011 in der EU bei 95 548 und ist seit sechs Jahren rückläufig. Auf Kinder unter 4 Jahren entfiel die höchste Inzidenzrate. Grundsätzlich kann in allen Altersgruppen ein Anstieg der Salmonellose-Erkrankungen im August und ein Rückgang während der Wintermonate

beobachtet werden. Diese Tatsache verdeutlicht den Einfluss der Außentemperaturen auf das Wachstumsverhalten von *Salmonella* in Lebensmitteln und in der Umwelt (EFSA;ECDC, 2013). Nach Schätzungen der EFSA könnte die wirtschaftliche Gesamtbelastung in Zusammenhang mit Salmonellose-Erkrankungen innerhalb der Europäischen Union bei 3 Milliarden Euro jährlich liegen (EFSA, 2013).

Schweine sind häufig latent infizierte Träger von Salmonellen (EFSA & ECDC, 2013). Die Prävalenz von *Salmonella* spp. in Schlachtschweinen und in Schlachtbetrieben wurde vielfach untersucht. Verschiedene Studien belegen einen Prävalenz-Anstieg von *S. enterica* bei Schlachtschweinen durch den Transport zum Schlachtbetrieb und den Aufenthalt der Schlachtschweine im Wartestall (HURD et al., 2001, LARSEN et al., 2003).

Der Erreger konnte in Tonsillen, Mandibularlymphknoten, im Verdauungstrakt und den zugehörigen Lymphknoten, sowie in Fäzes, auf Schlachttierkörperoberflächen und in Schlachträumen nachgewiesen werden (BERENDS et al., 1997, LAZARO et al., 1997, SWANENBURG et al., 2001, VIEIRA-PINTO et al., 2005). Ein potentiell Kontaminationsrisiko besteht somit bei der Entfernung der inneren Organe und des Geschlinges. PEARCE et al. (2004) beobachteten einen Anstieg der *Salmonella* spp.-Prävalenz auf der Schlachttierkörperoberfläche von 1 % nach dem Brühen auf 7 % nach der Eviszierung. TAKÁCS und SZITA (1984) wiesen vor der Schlachtung auf der Schlachttierkörperoberfläche jedes untersuchten Schweines *Salmonella* spp. nach, während nach dem Brühen keine der 700 Proben *Salmonella*-positiv war.

Untersuchungen von KAMPELMACHER et al. (1962) an experimentell mit *S. Typhimurium* infizierten Schlachtschweinen zeigten hingegen, dass der Erreger durch die hohen Temperaturen während des Abflammprozesses nicht vollständig eliminiert wird und dass alle Hautproben, die nach der Passage des Flammofens als *Salmonella*-negativ ermittelt wurden, aus der vorderen Körperregion (Kopf, Nacken, Schulter) der Schweine stammten. Nach Ansicht der Autoren kommen hierfür zwei Ursachen in Betracht. Zum einen führt die plötzliche Hitzeeinwirkung zu einer koagulierten Proteinschicht auf der Haut der Schweine, durch die in den tieferen Hautschichten befindliche Keime geschützt und somit nicht von der Hitzeeinwirkung erfasst werden und den Abflammprozess überleben. Aus diesem Grund weist KAMPELMACHER (1962) darauf hin, dass bei der Ermittlung des Oberflächenkeimgehaltes der Schweinehaut stets die tieferen Hautschichten zu

berücksichtigen sind. Zum anderen führen die Autoren die auf einen lokalisierten Bereich der Schlachttierkörperoberfläche begrenzten *Salmonella*-negativen Hautproben auf die Konstruktion des Flammofens zurück, die dazu führt, dass die vordere Körperregion der Schweine (Kopf, Nacken, Schulter) von den Flammdüsen besser erfasst wird, während der Bereich um den Anus und den Schwanz sichtlich von der Hitzeeinwirkung unbeeinträchtigt bleibt.

### 2.3.3.2 *Yersinia enterocolitica*

Das psychrophile und fakultativ anaerobe Bakterium kommt weltweit vor und stellt einen Zoonose-Erreger dar. Die Gattung *Yersinia* (Y.) umfasst 12 Arten, von denen nach dem derzeitigen Stand der Wissenschaft nur *Y. enterocolitica*, *Y. pseudotuberculosis* und *Y. pestis* als humanpathogen eingestuft werden. Eine Besonderheit der Yersinien ist ihre Fähigkeit, sich bei niedrigen Temperaturen (4 °C) zu vermehren (SUERBAUM et al., 2012). Das natürliche Reservoir des Erregers sind aquatische Systeme und der Darmtrakt verschiedener Tierarten, wobei das Schwein als Hauptreservoir für humanpathogene *Y. enterocolitica*-Stämme gilt (BOTTONNE, 1997, DE BOER & NOUWS, 1991, FREDRIKSSON-AHOMAA et al., 2001, FREDRIKSSON-AHOMAA et al., 2007, SCHIEMANN, 1978). Humanpathogene Stämme gehören überwiegend den Bioserogruppen 4/O:3; 2/O:5,27; 1b/O:8 und 2/O:9 der Spezies *Y. enterocolitica* sensu stricto an (BOTTONNE, 1999). *Y. enterocolitica* verursachen überwiegend sporadische Infektionen des Menschen, größere Krankheitsausbrüche sind selten. Im Jahr 2011 wurden in der Europäischen Union 7017 bestätigte Yersiniose-Fälle gemeldet (2010: 6 776 Fälle). Die Fallzahlen zeigten erstmals seit 2006 einen leichten Anstieg. Die Yersiniose ist nach wie vor die dritthäufigste Zoonose in der EU. In 91 % aller bestätigten Krankheitsfälle wurde *Y. enterocolitica* isoliert (EFSA & ECDC, 2013). In Deutschland ist die Zahl der gemeldeten Yersiniose-Erkrankungen im Jahr 2012 um 20 % auf 2.705 zurückgegangen (RKI, 2013).

Yersiniosen treten am häufigsten bei Kindern unter 5 Jahre auf. Typische Symptome einer akuten Yersiniose sind wässriger, teils blutiger Durchfall, Bauchschmerzen, Fieber und Erbrechen. Junge Erwachsene leiden häufig unter Schmerzen im unteren rechten Quadranten, die mit einer Appendizitis verwechselt werden können (Pseudoappendizitis) und vereinzelt zu unnötigen Appendektomien führen. Selten kommt es zu Folgeerkrankungen wie reaktiver Arthritis oder Erythema nodosum

(BOTTONE, 1999, CHANDLER & PARISI, 1994, COVER & ABER, 1989, VANNOYEN et al., 1991). Die Übertragung auf den Menschen findet hauptsächlich über die Aufnahme von fäkal kontaminierten Lebensmitteln tierischen Ursprungs, insbesondere durch die Aufnahme von rohem Schweinefleisch und Schweinefleischprodukten, statt (DE BOER & NOUWS, 1991, OSTROFF et al., 1994, TAUXE et al., 1987). Über eine indirekte Übertragung durch Haustiere, die mit rohem Hackfleisch gefüttert wurden, wird ebenfalls berichtet (BOQVIST et al., 2009, FREDRIKSSON-AHOMAA et al., 2001). Im Rahmen nationaler Untersuchungen von Lebensmittelplanproben wurde *Y. enterocolitica* überwiegend in Schweinefleisch und Rohfleischerzeugnissen aus Schweinefleisch nachgewiesen (HARTUNG & KÄSBOHRER, 2012).

Gesunde Schweine sind häufig Träger der Bioserogruppen 4/O:3 und 2/O:9 und werden als Hauptreservoir für humanpathogene *Y. enterocolitica* angesehen, da diese Serotypen bei keiner anderen Tierart isoliert wurden (FREDRIKSSON-AHOMAA & KORKEALA, 2003, KAPPERUD, 1991). FREDRIKSSON-AHOMAA et al. (2006) stellten bei über 80 % humaner 4/O:3-Isolate weder einen genotypischen noch einen phänotypischen Unterschied zu porcinen Isolaten fest. In zahlreichen Untersuchungen wurden pathogene *Y. enterocolitica* in der Maulhöhle, auf der Zunge, in den Tonsillen, im Verdauungstrakt und in den Faeces sowie auf der Schlachttierkörperoberfläche gesunder Schlachtschweine nachgewiesen (ANDERSEN, 1988, DE BOER & NOUWS, 1991, FREDRIKSSON-AHOMAA et al., 2001, NESBAKKEN, 1988, NESBAKKEN et al., 2003, NESBAKKEN & KAPPERUD, 1985, WEBER & LEMBKE, 1982). Vor allem in den Tonsillen der Schlachtschweine wurden sehr hohe Nachweisraten von *Y. enterocolitica* ermittelt (BUCHER et al., 2008, FREDRIKSSON-AHOMAA et al., 2009). Über Tonsillen, Zunge und Fäzes kann es im Verlauf des Schlachtprozesses zur Kontamination der Schlachttierkörper mit *Y. enterocolitica* kommen (BUCHER et al., 2008).

### 2.3.3.3 *Staphylococcus aureus*

*S. aureus* zählt zu den wichtigsten Erregern bakterieller Infektionen und Intoxikationen des Menschen. Es handelt sich um ein grampositives, koagulasepositives Bakterium mit der Fähigkeit zur Enterotoxinbildung. Staphylokokken wachsen besser bei aeroben Verhältnissen, können sich aber auch anaerob vermehren und kommen primär auf der Haut und den Schleimhäuten von Menschen und Tieren vor (VALENTIN-WEIGAND, 2011). *S. aureus* ist ein natürlicher Besiedler der Nasen- und Rachenschleimhaut des

Menschen. Ungefähr 20 – 50 % der gesunden Normalbevölkerung sind persistierende *S.aureus*-Träger (GATERMAN, 2012). Auch bei Schweinen ist *S. aureus* regelmäßig nachweisbar (KUSCH & SIEMS, 1974), die Prävalenz von *S. aureus* bei Schweinen lag in Untersuchungen von OSADEBE et al. (2013) bei 30 % (n=259).

Das große Spektrum an Krankheitsbildern, das von *S. aureus* verursacht wird, ist auf die Vielzahl der Pathogenitätsfaktoren des Erregers zurückzuführen. Diese sind u. A. Protein A, Proteasen, Nucleasen, Lipasen, Staphylokinase, das Toxic Shock Syndrome Toxin, Enterotoxine, Zytotoxine ( $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $\gamma$  und  $\delta$ ) und Leukocidine (ARCHER, 1998). Beim Menschen lassen sich invasive Infektionen, durch Eindringen des Erregers über Haut oder Schleimhaut, Mischformen wie Pemphigus neonatorum oder das Toxic-Shock-Syndrom sowie Lebensmittelintoxikationen durch Aufnahme von mit Enterotoxinen kontaminierten Lebensmitteln unterscheiden (KAYSER and BÖTTGER (2005b). Als eines der widerstandsfähigsten nicht-sporenbildenden Bakterien ist *S. aureus* äußerst resistent gegenüber Hitze, Salzen und Austrocknung. Er übersteht Hitzeeinwirkung von 60 °C über 30 Minuten und passiert den Magen-Darm-Trakt lebend (SUERBAUM et al., 2012).

Bei Nutztieren kann der Erreger zu einer Vielzahl an Infektionen führen. So ist *S.aureus* der Hauptverursacher der bovinen Mastitis und verantwortlich für bedeutende Verluste in der Milch-Industrie (SEARS & MCCARTHY, 2003). Als Verursacher von Furunkeln und Schweißdrüsenabszessen des Menschen ist *S. aureus* in den tieferen Hautschichten vorzufinden (KIENITZ, 1964). Im Allgemeinen wird die größte Keimdichte an Staphylokokken in Schweißdrüsen und in der Mukosa im Bereich von Körperöffnungen nachgewiesen (OTTO, 2010). Im Rahmen von Untersuchungen der menschlichen Nasenschleimhaut wiesen TEN BROEKE-SMITS et al. (2010) *S.aureus* in Haarfollikeln nach und sehen diese als Nischen, die bei der Besiedelung mit dem Erreger eine bedeutende Rolle spielen. Abbildung 17 zeigt einen Querschnitt durch die menschliche Haut und deren Mikrobiota.

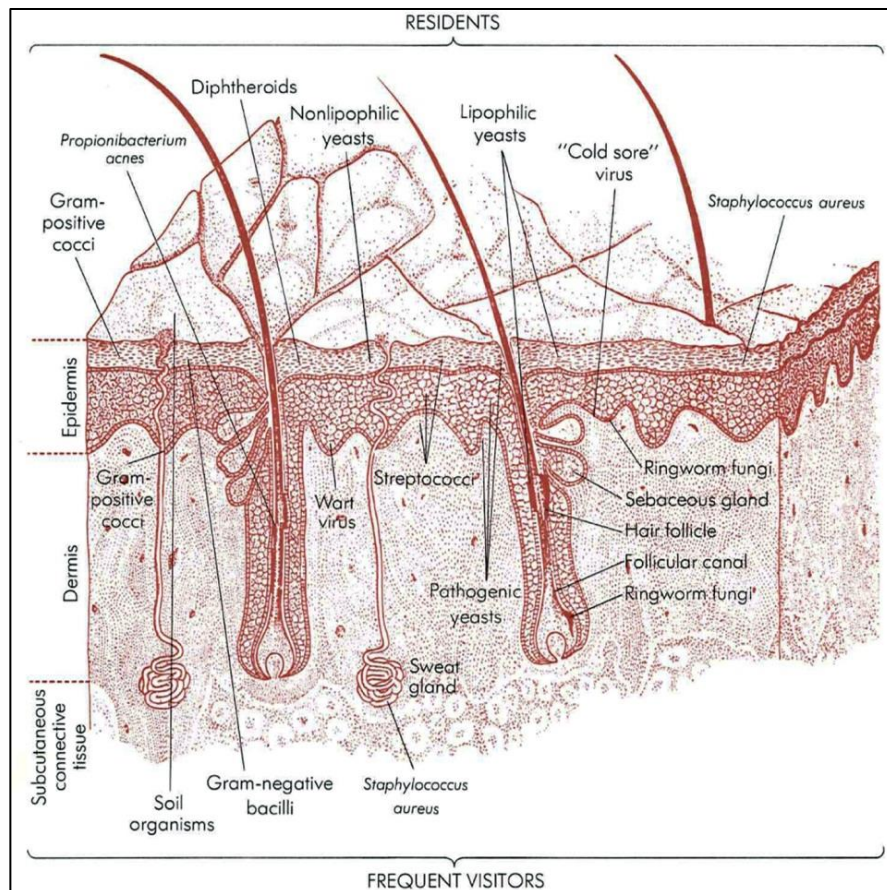


Abb. 17: Hautbewohner des Menschen, Querschnitt durch die menschliche Haut (PELCZAR & CHAN, 1981)

Die Schweinehaut ist morphologisch vergleichbar mit der Haut des Menschen (s. Abb. 17 u. 18). Die Epidermis der Schweinehaut ist überall relativ dick, am dicksten im unbehaarten Bereich der Lippen, an der Rüsselscheibe und zwischen den Zehen. Im Unterschied zur menschlichen Haut befinden sich in der Schweinehaut ausschließlich apokrine Schweißdrüsen, die über die gesamte behaarte Haut verteilt sind und in der Regel im Verhältnis 1:1 mit Haarfollikeln vorkommen (MONTAGNA & YUN, 1964).



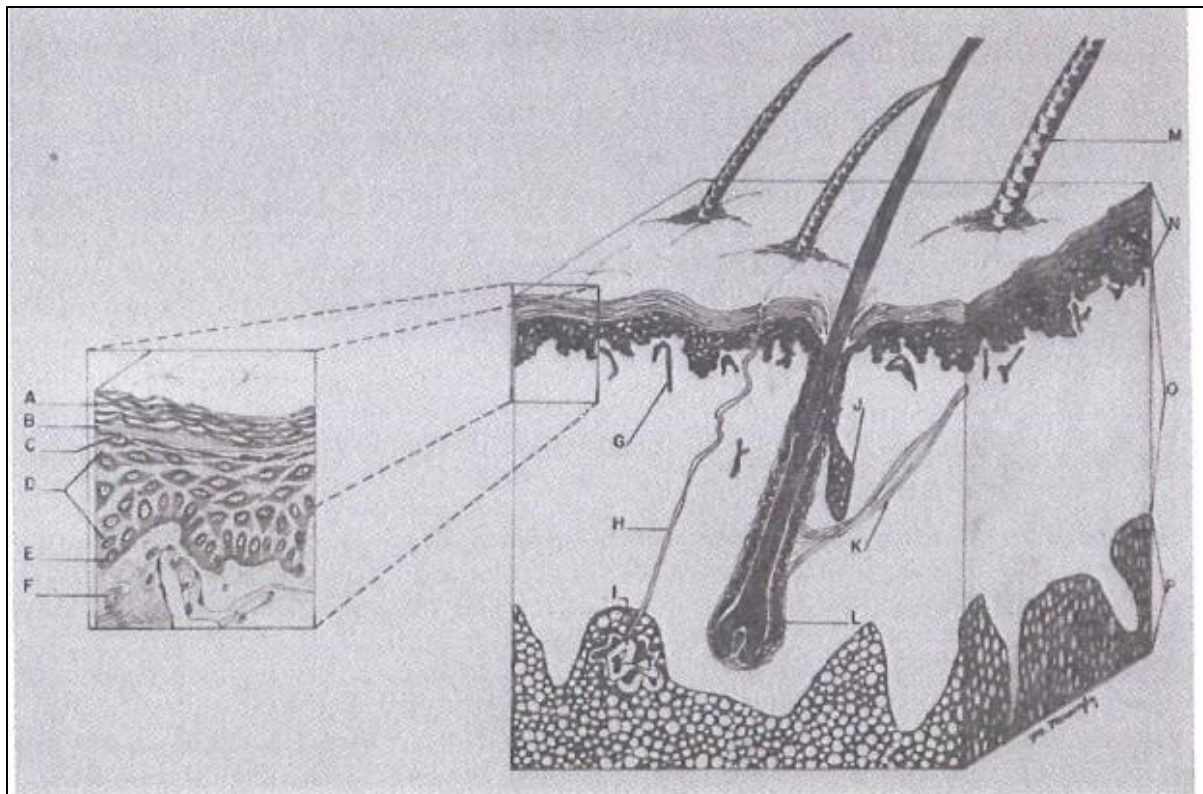


Figure 1. Schematic representation of the skin layers and appendages. A. stratum corneum, B. stratum lucidum, C. stratum granulosum, D. stratum spinosum, E. stratum basale, F. papillary layer of the dermis, G. blood vessels, H. duct of sweat gland, I. secretory coil of sweat gland, J. sebaceous gland, K. arrector pili muscle, L. hair bulb, M. hair shaft, N. epidermis, O. dermis, P. hypodermis.

Abb. 18: Querschnitt durch die Schweinehaut (MOWAVY & CASSENS, 1975)

Anstelle der Meibom-Drüsen befinden sich beim Schwein in den Augenlidern große Talgdrüsen, die eine multilobuläre Struktur aufweisen (MONTAGNA & YUN, 1964); Abb. 19). An den Ohren ist die Schweinehaut vergleichsweise dünn, die Haare reichen in diesem Bereich weniger tief in die Dermis als an anderen Körperstellen (JACOBI et al., 2007).



Abb. 19: Talgdrüse im Augenlid eines Schweines (MONTAGNA & YUN, 1964)

KASPROWIAK (1988) untersuchte das Vorkommen von *S. aureus* in einem Zerlegebetrieb u.a. in Schweinefleisch und Schwarten, beim Personal sowie auf Arbeitsgeräten. Dabei erwiesen sich durchschnittlich 61 % der gezogenen Proben (n=125) als *S. aureus*-positiv. Alle untersuchten Bereiche waren mit dem Erreger kontaminiert. Die maximale Keimdichte ( $10^6$  KbE/g) wurde bei der Untersuchung eines Zerlegehandschuhs ermittelt. KASPROWIAK (1988) konnte den Keim durch Follikeleinstiche in den Haarfollikeln der unverletzten Schweinehaut nachweisen. 40 % der 83 Follikeleinstiche in Schwarten waren *S. aureus*-positiv. Nach KASPROWIAK (1988) ist die ubiquitäre Verbreitung von *S. aureus* trotz intensiver Hygienemaßnahmen in einem Zerlegebetrieb nicht auszuschließen.

Erhebungen von DE WIT und KAMPELMACHER (1981) zur mikrobiologischen Kontamination der Hände bei Arbeitern in der Lebensmittelindustrie zeigen, dass der



Anteil der Arbeiter in einem Schweineschlachtbetrieb mit *S. aureus* auf einer oder beiden Händen bei 95 % liegen kann.

Koagulasepositive Staphylokokken ließen sich im Rahmen mikrobiologischer Stufenkontrollen mittels Nass-Trockentupfer-Technik von ZWEIFEL et al. (2007) vor dem Brühen auf nahezu allen Tierkörperteilen (Hals, Brust, Bauch und Schinken) nachweisen, während nach dem Brühvorgang nur noch wenige und nach dem Abflammen kaum noch koagulasepositive Staphylokokken nachweisbar waren. Ähnliche Ergebnisse erzielten SPESCHA et al. (2006), die ebenfalls mithilfe der Nass-Trockentupfer-Technik an mehreren Prozessstufen zweier Schlachtbetriebe Proben von 200 Schweine-Schlachttierkörpern (Nacken, Bauch, Rücken und Schinken) nahmen. Dabei wurden vor dem Brühen auf der Oberfläche aller Schlachttierkörper Koagulase-positive Staphylokokken nachgewiesen. Nach dem Brühen und im weiteren Verlauf des Schlachtprozesses lag der Anteil Staphylokokken-positiver Schlachttierkörper in einem der Betriebe unter 10 %. In dem anderen Betrieb, der mit einer Kompaktanlage zum kombinierten Enthaaren und Abflammen ausgestattet war, wurden bei 100 % der Schlachttierkörper nach dem Abflammen Koagulase-positive Staphylokokken festgestellt.

RASCH et al. (1978) untersuchten den Einfluss der Abflammentechnik auf die mikrobiologische Beschaffenheit der Schlachttierkörper (Probenahmestellen: Hinterviertel, Nacken, seitliche Brustwand, Flanke und Brust). Dabei wurde *S. aureus* bei 100 % der Schlachttierkörper, die in einer Kompaktanlage oder manuell abgeflammt worden waren, nachgewiesen. Bei der Anwendung eines vertikalen Abflammofens lag sowohl die Prävalenz *S. aureus*-positiver Schlachttierkörper (50 %) als auch die GKZ (bei allen Probenahmestellen) niedriger als bei den anderen beiden Abflammentechniken.

SCHRAFT et al. (1991) untersuchten Tupferproben von über 4300 gekühlten Schweine-Hintervierteln aus verschiedenen Betrieben und stellten bei 22,7 % eine Kontamination mit *S. aureus* fest. Die ermittelten Keimzahlen lagen in 89 % der positiven Proben zwischen 10 und  $10^3$  KbE/cm<sup>2</sup>; 10 % der positiven Proben wiesen Keimzahlen zwischen  $10^3$  und  $10^4$  KbE/cm<sup>2</sup> auf und vereinzelt wurden bis zu  $10^6$  KbE/cm<sup>2</sup> nachgewiesen.

#### 2.3.3.4 Methicillin-resistente *Staphylococcus aureus* (MRSA)

Methicillin-resistente *S. aureus* gelten als resistent gegenüber allen erhältlichen Beta-Lactam-Antibiotika (Penicilline und Cephalosporine). Die Resistenz ist auf die Bildung eines Penicillin-Bindeproteins (PBP2 oder PBP-2a) zurückzuführen, welches durch das *mecA*-Gen codiert wird. Dieses ist in einer Genkassette in der chromosomalen DNA von *S.aureus* enthalten (KATAYAMA et al., 2000). Das PBP, an das normalerweise alle Beta-Lactam-Antibiotika angreifen, besitzt eine verminderte Affinität zu Penicillinen. Dadurch wird die Wirkung der Beta-Lactam-Antibiotika aufgehoben (HARTMAN & TOMASZ, 1984).

Nach Schätzungen des BfR sind in Deutschland 1-2 % der Bevölkerung mit MRSA besiedelt (BfR, 2012). Gesunde Menschen können persistierende oder intermittierende Träger von MRSA sein. Eine Besiedelung mit MRSA stellt den Hauptrisikofaktor für eine Infektion dar (KLUYTMANS et al., 1997). Die Infektion einer Wunde mit MRSA kann lokale (oberflächliche), tiefgreifende oder systemische Krankheitserscheinungen verursachen (RKI, 2013). Verglichen mit Infektionen durch Methicillin-sensible *S. aureus* (MSSA) führen MRSA-Infektionen bei Patienten zu verlängerten Klinikaufenthalten und zu erhöhten Krankenhauskosten. Der finanzielle Mehraufwand für Isolationsmaßnahmen aufgrund von MRSA liegt nach KIM et al. (2001) bei 1060 € pro Patient. Patienten mit postoperativ bedingten MRSA-Wundinfektionen zeigen eine erhöhte Mortalitätsrate gegenüber Patienten mit MSSA-infizierten, postoperativ bedingten Wundinfektionen (ENGEMANN et al., 2003). Die Sterblichkeitsrate von intensivmedizinisch betreuten Patienten mit MRSA-Infektionen ist signifikant höher als bei nicht-infizierten, intensivmedizinisch betreuten Patienten (CHAIX et al., 1999).

Es lassen sich verschiedene Gruppen von MRSA unterscheiden:

- livestock associated MRSA (LA-MRSA, Nutztierassoziiert)
- community aquired (CA-MRSA, nicht Krankenhaus-assoziiert)
- hospital aquired (HA-MRSA, Krankenhaus-Stämme)

Während MRSA vor einiger Zeit noch als typischer Krankenhaus-assoziiertes Keim galt, hat sich die Epidemiologie in den letzten Jahren verändert und zu einer Zunahme von CA-MRSA-Fällen mit teils schwerwiegenden Erkrankungen geführt (KLUYTMANS-VANDENBERGH & KLUYTMANS, 2006). MRSA wurde sowohl bei

Haustieren als auch bei Nutztieren nachgewiesen. Bei Haustieren wurden ähnliche MRSA-Stämme wie beim Menschen isoliert. Der bei Nutztieren vorherrschende und als „Multilocus Sequenztyp ST398“ beschriebene MRSA-Typ kommt insbesondere bei Schweinen, Kälbern und Geflügel vor. Dieser spezifische MRSA-Typ wird als „Livestock-associated MRSA“ (LA-MRSA) bezeichnet. Nutztiere sind fast ausnahmslos symptomlose Keimträger (HARTUNG & KÄSBOHRER, 2012).

Zahlreiche Studien beschäftigen sich mit der Epidemiologie und der Übertragung von LA-MRSA durch Tiere auf den Menschen. Verschiedene Tierarten, darunter Pferde, Rinder, Schweine, Hühner, Hunde und Katzen wurden als Träger von MRSA identifiziert (CEFAI et al., 1994, DEVRIESE et al., 1972, LEE, 2003, LILENBAUM et al., 1998, WEESE et al., 2005). Während vor allem Schweine und Rinder als Reservoir für MRSA (ST 398) gelten, sind Hunde, Katzen und Pferde eher als Vektoren für MRSA zu sehen (LOEFFLER et al., 2011). In deutschen Schweinezuchtbeständen liegt die Prävalenz von MRSA ST 398 derzeit bei 43,5 %, in Mastbetrieben bei 52 %. Die Herdenprävalenz in ökologischen Haltungen ist geringer (FETSCH, 2012).

Die Prävalenz von LA-MRSA beim Menschen ist abhängig von der Intensität des Kontaktes zu Nutztieren (GRAVELAND et al., 2011). Die Ergebnisse verschiedener Studien zeigen eine erhöhte Prävalenz (25-30 %) von MRSA bei Personen mit intensivem Kontakt zu lebenden Schweinen und Mastkälbern (VAN DEN BROEK et al., 2009, VAN LOO et al., 2007a). Die Übertragung von MRSA durch Schweine auf den Menschen und umgekehrt wurde durch *spa*-Typisierung von OSADEBE et al. (2013) nachgewiesen. Neben Schweinehaltern und deren Familien (BISDORFF et al., 2012) tragen Tierärzte mit Kontakt zu lebenden Schweinen und Schlachthofpersonal ein erhöhtes Risiko der MRSA-ST398-Besiedlung (GILBERT et al., 2012, VAN CLEEF et al., 2010, WULF et al., 2008). In der Normalbevölkerung ist LA-MRSA eher selten zu finden (KOCK et al., 2009). In Deutschland dominieren nach wie vor die Krankenhaus-assoziierten MRSA-Stämme; Infektionen des Menschen mit LA-MRSA spielen eine untergeordnete Rolle (HARTUNG & KÄSBOHRER, 2012).

Die Ergebnisse eines nationalen Zoonosemonitorings zeigen, dass eine Exposition durch von Tieren stammende Lebensmittel, insbesondere durch rohes Fleisch, Rohfleischerzeugnisse und Rohmilch, gegeben ist. Der Anteil MRSA-positiver Proben in frischem Schweinefleisch lag bei 11,7 % (n=4211). Ein entscheidender Faktor für

die Verschleppung von MRSA (ST 398) ist die Betriebshygiene bei der Schlachtung (FETSCH, 2012, PU et al., 2011, VAN LOO et al., 2007b). BENEKE et al. (2011) wiesen MRSA auf allen Prozessstufen entlang der Schlachtlinie, der Fleischverarbeitung sowie in Endprodukten nach. Die Bedeutung von Lebensmitteln bzw. Fleisch als Vektor für MRSA wird aufgrund der geringen Keimdichte derzeit jedoch als sehr gering eingeschätzt (EFSA, 2012, TENHAGEN et al., 2011). Eine Besiedelung oder Infektion durch Kontakt mit oder Verzehr von kontaminierten Lebensmitteln wurde bisher nicht beobachtet (FETSCH, 2012).

## 3 Material und Methoden

### 3.1 Material

#### 3.1.1 Schlachtbetriebe

Für die Untersuchungen wurden insgesamt 20 EU-zugelassene Schlachtbetriebe unterschiedlicher Größe und Struktur in fünf verschiedenen Regierungsbezirken Bayerns ausgewählt. Dabei handelte es sich um acht handwerkliche Einraum-Metzgereien, drei größere Handwerksbetriebe und neun industrielle Betriebe mit Schlachtzahlen zwischen acht und 2800 Schweinen pro Tag. Ziel der Auswahl unterschiedlich strukturierter Betriebe war es, ein möglichst großes Spektrum an Prozessvarianten der Schweineschlachtung zu erhalten (Übersicht über die Schlachttechnologie der einzelnen Betriebe siehe Tab. 1).

##### *Handwerkliche Einraum-Metzgereien*

Die technischen Einrichtungen in den handwerklich strukturierten Schlachtbetrieben (Betrieb 1, 2, 4, 5, 8-10) waren meist sehr einfach. Im Gegensatz zu den Industriebetrieben und den mittelständischen Betrieben verlief der Schlachtprozess diskontinuierlich, d. h. das gleiche Personal führte viele verschiedene Arbeitsschritte, sowohl im reinen als auch im unreinen Bereich, durch. Die Schlachtgeschwindigkeit lag je nach Betrieb zwischen 10 und 20 Schweinen pro Stunde. Die Schlachtung beschränkte sich auf ein bis zwei Tage pro Woche. Folgende Prozessstufen erfolgten in allen handwerklichen Betrieben gleichermaßen: Das Betäuben der Schweine durch manuelle Elektrobetäubung, das Brühen im Wasserbottich mit gleichzeitiger Enthaarung sowie das manuelle Abflammen und Nachbearbeiten der Schweineschlachtkörper. Diese Prozessschritte wurden in der Regel in einem Raum durchgeführt. In einem Betrieb wurden die Schlachttierkörper nur bei Bedarf abgeflammt.

##### *Größere handwerkliche Betriebe*

Vier Betriebe (3, 6, 7, 17) wurden aufgrund der technologischen Ausstattung und der Schlachtzahlen als größere Handwerksbetriebe eingestuft. Der Schlachtprozess in diesen Betrieben erfolgte ebenfalls nach Fließbandsystem. Die Bandgeschwindigkeit lag durchschnittlich bei 40 bis 60 Schweinen pro Stunde. Die Schweine wurden in

allen drei Betrieben elektrisch betäubt, in einem Bottich gebrüht und anschließend in einer kombinierten Enthaarungs- und Abflammmaschine enthaart und abgeflammt. Handwerkliche Einraum-Metzgereien und größere Handwerksbetriebe wurden im Rahmen der Auswertung der Ergebnisse in der Betriebskategorie „Kleinbetriebe“ zusammengefasst.

### *Industrielle Schlachtbetriebe*

In den industriellen Schlachtbetrieben (11-16, 18, 19, 20) lag die Bandgeschwindigkeit durchschnittlich zwischen 150 und 230 Schweinen pro Stunde. Das Betäuben der Schweine erfolgte durch Elektro- oder CO<sub>2</sub>-Betäubung. Das Brühen der Schweine wurde in drei Betrieben im Brühbottich (zwei Kompaktanlagen), in fünf Betrieben in einem Wasserbrühtunnel und in einem Betrieb in einem Kondensationsbrühtunnel durchgeführt. Das Abflammen erfolgte in zwei Betrieben in einer Kompaktanlage (Brühen, Enthaaren, Abflammen) und in sieben Betrieben in einem vertikalen Abflammofofen. In einem Betrieb (ausgestattet mit Kondensationsbrühtunnel), wurden die Schlachttierkörper nach der Passage eines vertikalen Abflammofofens und einer anschließenden Peitschenwaschmaschine durch einen weiteren vertikalen Abflammofofen geführt. Hier fand keine Nachbearbeitung der Schlachttierkörper nach dem letzten Abflammen statt. Aufgrund dieser einzigartigen Technologie wurden in diesem Betrieb an drei weiteren Tagen Proben genommen, um einen ähnlich großen Stichprobenumfang wie in den anderen Technologie-Kategorien zu erhalten.

### *Erfassung der Schlachttechnologie*

Um die unterschiedlichen Schlachttechnologien bei der Beurteilung der Ergebnisse berücksichtigen zu können, wurden die Betriebe jeweils am Tag der Probenahme während des laufenden Schlachtbetriebes besichtigt und dabei schlachthygienisch relevante Daten erhoben. Die Erfassung der technologischen und betriebsbezogenen Daten erfolgte anhand einer angefertigten Checkliste (s. Tab. 22).

Anhand dieser Daten wurden Schlachtbetriebe in die Kategorien „Kleinbetrieb“ (handwerkliche Einraum-Metzgereien und größere Handwerksbetriebe) und „Industriebetrieb“ sowie in folgende fünf schlachttechnologisch unterschiedliche Kategorien eingeteilt:

- Kategorie A: Kombinierte Brüh- und Enthaarungsmaschine, manuelles Abflammen;
- Kategorie B: Kompaktanlage (Bottichbrühen, Enthaaren, Abflammen, horizontal);
- Kategorie C: Bottichbrühung, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen;
- Kategorie D: Wasserbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen;
- Kategorie E: Kondensationsbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen (2fach)

In sechs Betrieben (ein Handwerksbetrieb, fünf Industriebetriebe) wurden die unterschiedlichen technologischen Gegebenheiten zusätzlich an einem weiteren Schlachttag mithilfe von Foto- bzw. Filmmaterial dokumentiert. Vordergründig war dabei die Beurteilung und Dokumentation von Schlachtprozessschritten, die hinsichtlich des Einflusses auf die mikrobiologische Beschaffenheit der untersuchten Schlachttierkörper Teile von Bedeutung sind.

Tab.1: Brüh- und Abflammtchnik der Betriebe im Vergleich

Betrieb	Schlacht- zahlen/Tag	Brühsystem	Brüh-tem- peratur [°C]	Brüh- dauer [min]	Abflamm- technik
1	10	Bottich	62	4,5	Manuell
2	50	Bottich	63,5	4	Manuell
3	275	Bottich	63,5	4	Kompaktanlage
4	20	Bottich	65	3	Manuell
5	10	Bottich	57,5	3,5	Manuell
6	110	Bottich	59,5	2,5	Kompaktanlage
7	36	Bottich	70	5	Kompaktanlage
8	50	Bottich	64,5	4	Manuell
9	8	Bottich	65	7	Manuell
10	25	Bottich	63	3	Manuell
11	1.000	Wasserbrühtunnel	62	9	Flammofen
12	2.400	Wasserbrühtunnel	61,5	12	Flammofen
13	2.500	Wasserbrühtunnel	63,5	10	Flammofen
14	1.000	Bottich	58	7	Kompaktanlage
15	2.800	Kondensat	60,5	7	Flammofen
16	800-1.200	Wasserbrühtunnel	61,5	7	Flammofen
17	240	Bottich	62	5	Kompaktanlage
18	1.000	Wasserbrühtunnel	62	7	Flammofen
19	600	Bottich	64	5	Kompaktanlage
20	1.000	Bottich	64 °C	5 Min	Flammofen



### 3.1.2 Probenmaterial

Die Schlachtschweine, die beprobt wurden, stammten ausnahmslos aus Bayern, so dass die Transportdauer zum Schlachtbetrieb maximal sechs Stunden betrug. Die Wartezeit vor der Schlachtung variierte von einigen Minuten bis maximal zehn Stunden. In zwei Fällen stammten die Tiere aus der betriebseigenen Haltung, die Schweine wurden hier direkt vom Stall in die Schlachtung getrieben. In einem dieser Fälle (Betrieb 10) handelte es sich um eine ökologische Schweinehaltung.

Insgesamt wurden 650 Proben entnommen und untersucht, davon 210 Ohrenausschnitte, 230 Spitzbeine, 105 Augen und 105 Augen mit Augenlidern von als genusstauglich beurteilten Schlachttierkörperhälften. Die genaue Beschreibung des Probenmaterials erfolgt in der Darstellung der Probenentnahme.

## 3.2 Methoden

### 3.2.1 Probenahme

Die Probenentnahme erfolgte im Zeitraum von November 2011 bis Juni 2012 sowie im Dezember 2012. In jedem Schlachtbetrieb wurden jeweils 10 Ohrenausschnitte, 5 Augen, 5 Augen mit Augenlidern und 10 Spitzbeine von als genusstauglich beurteilten Schlachttierkörperhälften im direkten Anschluss an die Schlachtung entfernt. In handwerklichen Betrieben stammten Augen, Augen mit Augenlidern, Ohrenausschnitte und Spitzbeine jeweils von einer Schlachttierkörperhälfte. In Industriebetrieben war die Entfernung der Proben von einer Schlachttierkörperhälfte aufgrund der hohen Bandgeschwindigkeit nicht immer möglich. Daher stammten hier Spitzbeine teilweise von anderen Schlachttierkörperhälften als Augen, Augen mit Augenlidern und Ohrenausschnitte.

In einem Betrieb (15) wurden aufgrund der besonderen Schlachttechnologie, die ausschließlich in diesem Betrieb angewandt wurde, an drei weiteren Tagen Proben genommen. Dabei entsprach der Probenumfang am zweiten Probenahmetag dem der ersten Probenahme (zehn Ohrenausschnitte, fünf Augen, fünf Augen mit Augenlidern und zehn Spitzbeine). Am dritten und vierten Probenahmetag wurden aufgrund der vorliegenden Ergebnisse jeweils zehn Spitzbeine entnommen.

Alle Schlachttierkörper hatten die Prozessstufen Brühen, Enthaaren, Abflammen, Nachbearbeiten, Ausweiden, Spalten, Herrichten und amtliche Fleischuntersuchung

durchlaufen. Der technologische Behandlungszustand der Schlachttierkörper zu diesem Zeitpunkt war somit festgelegt als Status am Ende des Schlachtprozesses vor Beginn der Kühlung.

Um eine Fremd-Kontamination während der Probenahme so weit als möglich auszuschließen, wurden die Proben mit sterilem Besteck und Handschuhen entnommen. Da sich die Entfernung von Augen und Ohren am Schlachtband bzw. am hängenden Tierkörper unter diesen Voraussetzungen schwierig gestaltete, wurden die Köpfe jeweils unmittelbar nach der Schlachtung durch einen geraden Schnitt unterhalb des *Os occipitale* abgetrennt und auf einem mit 70 %igem Alkohol desinfizierten Zerlege-Tisch zur Probenahme bereitgelegt.

Aufgrund der unterschiedlichen räumlichen Verhältnisse in den Betrieben fand die Entfernung von Augen und Ohrenausschnitten im unmittelbaren Anschluss an die Schlachtung an den dafür am besten geeigneten Örtlichkeiten statt. Dies war in den Betrieben 2 und 6 in den Schlachträumen und in den Betrieben 11, 17 und 20 in den Kühlräumen der Fall. In allen anderen Betrieben fand die Probenentnahme in den Zerlegeräumen statt.

Auf mikrobiologische Stufenkontrollen im Verlauf der Schlachtung wurde verzichtet, da Augen, Augenlider, Ohren (häufig als Bestandteil ganzer oder halber, abgetrennter Schweineköpfe) und Spitzbeine in den Betrieben, die diese Materialien als Lebensmittel vermarkten, nach Feststellung der Genussstauglichkeit bzw. in den meisten Fällen nach der Klassifizierung, entfernt werden. Somit ist die Beurteilung des mikrobiologischen Status dieser Nebenprodukte am Ende der Schlachtung von Bedeutung.

Alle Proben wurden nach der Entnahme jeweils in einen industriesterilen Kunststoffbeutel überführt. Nach jeder Entnahme erfolgten eine Desinfektion der Messer und Pinzetten mit 70 %igem Alkohol und ein Auswechseln der Handschuhe.

#### *Probenahme Ohren*

Die inneren knorpeligen Anteile des äußeren Gehörgangs wurden mithilfe eines scharfen Messers entfernt. Die Schnittführung erfolgte dabei vom lateralen Ohrrand ausgehend horizontal auf die mediale Seite des Gehörgangs und bogenförmig entlang der Wand des äußeren Gehörgangs in Richtung des Schnittrungs, wodurch der

äußere Gehörgang komplett erfasst und entfernt wurde (Abb. 20).

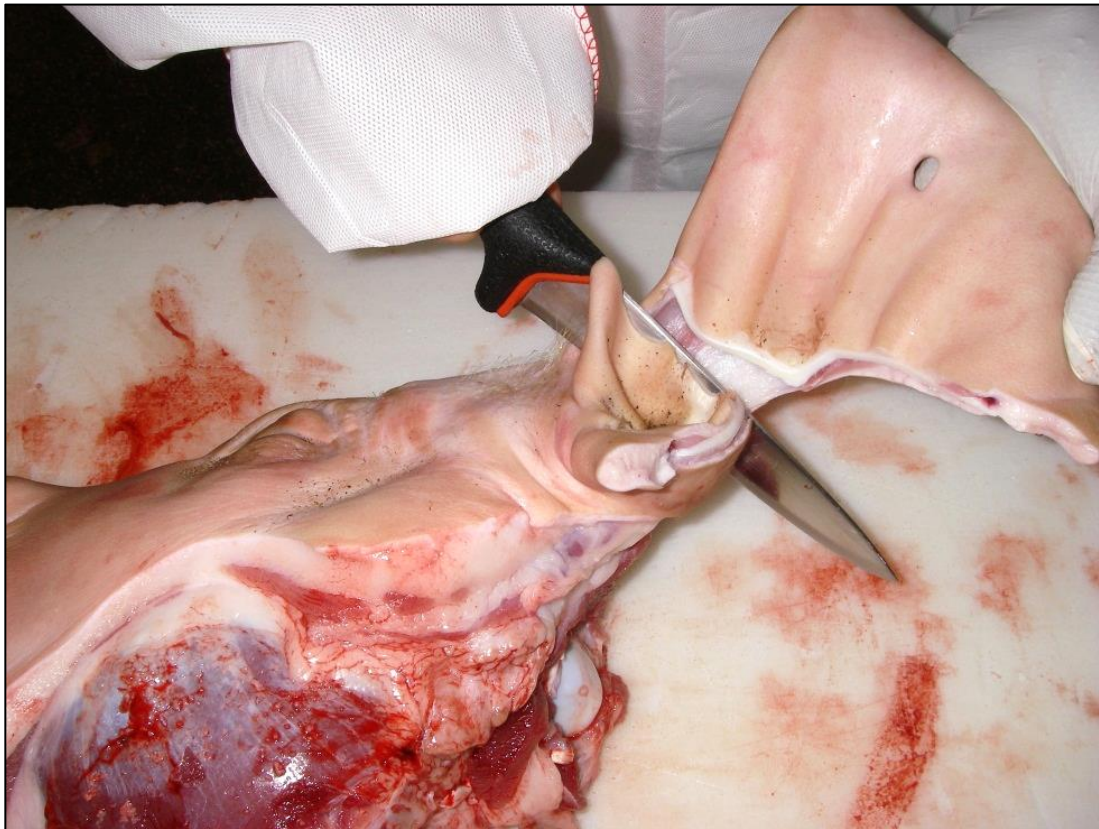


Abb. 20: Probenahme Ohr

#### *Probenahme Augen*

Um den Zugang zum Auge zu erleichtern, wurde jeweils das obere und das untere Augenlid in einem bogenförmigen Hautschnitt inzidiert, mit einer Pinzette angehoben und mithilfe eines scharfen Messers abgetrennt. Nach Desinfektion mit 70 %igem Alkohol wurde das Messer im nasalen Augenwinkel in die Orbita eingeführt. Durch eine kreisförmige Führung des Messers um den freigelegten Bulbus herum, wurde dieser weitgehend von periokulären Strukturen gelöst, mit der Pinzette gefasst und vorgelagert (Abb. 21). Nach Durchtrennung des *N. opticus* wurde der Bulbus entfernt.



Abb. 21: Probenahme Auge

*Probenahme Augen mit anhaftenden Augenlidern*

Die Entfernung des Bulbus samt Augenlidern wurde durch einen kreisförmigen Hautschnitt um die Lider herum begonnen (Abb. 22). Anschließend wurde das Messer entlang dieses Hautschnittes in die Tiefe der Orbita geführt, wobei periokuläre Strukturen durchtrennt und der Bulbus zusammen mit den Augenlidern mittels einer Pinzette vorgelagert wurde. Anschließend erfolgten die Durchtrennung des *N. opticus* und die Entnahme des Bulbus mit Augenlidern.

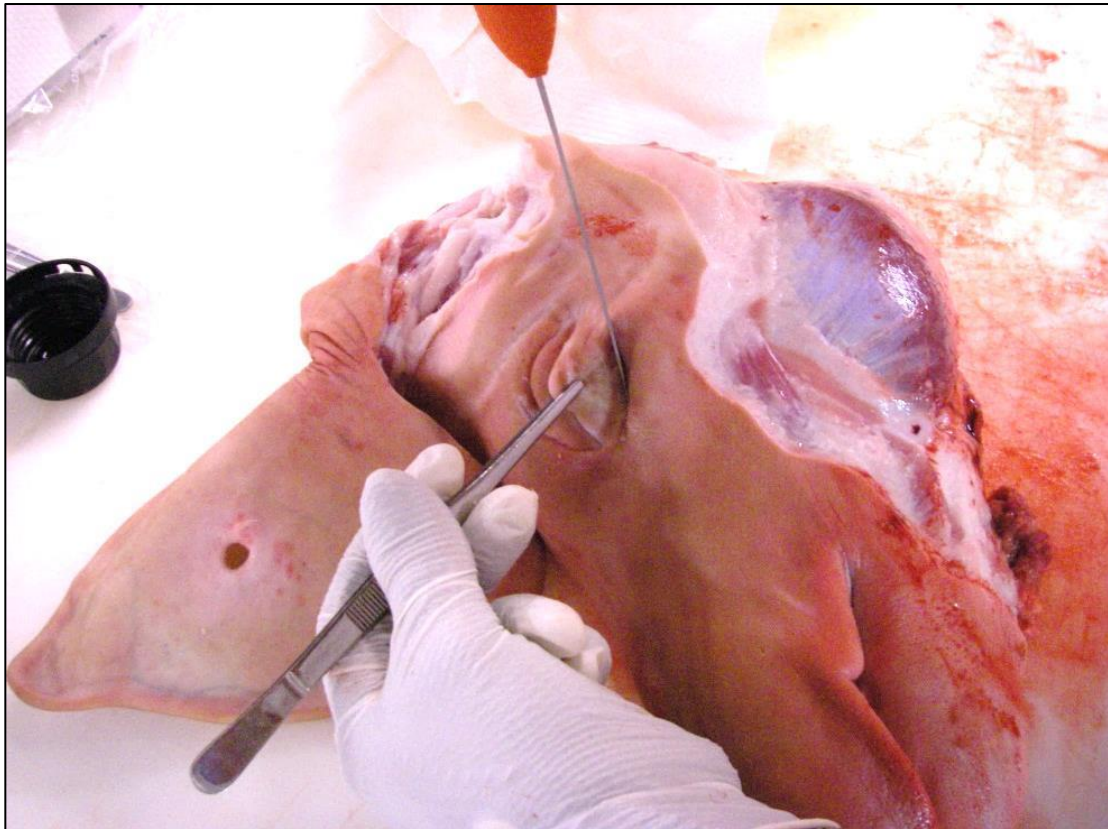


Abb. 22: Probenahme Auge mit anhaftenden Augenlidern

#### *Probenahme Spitzbeine*

Die Entfernung der Spitzbeine wurde unmittelbar nach der Schlachtung am hängenden Schlachttierkörper durchgeführt. Dabei wurde ein industriesteriler Kunststoffbeutel mit der Innenseite über das jeweils abzusetzende Spitzbein gestülpt, um eine kontaminationsfreie Fixierung während des Abtrennens zu gewährleisten. Das Spitzbein der Vordergliedmaße wurde auf Höhe des Karpalgelenkes mithilfe eines scharfen Messers abgesetzt. Dabei wurde ein bis an die Gelenkkapsel reichender, horizontal verlaufender Schnitt an der palmaren Fläche, unmittelbar distal des Karpalgelenks, gesetzt (Abb. 23). Das Karpalgelenk wurde in Hyperextensionsstellung gebracht, um die Gelenkverbindung zu lockern und ein Absetzen durch eine Schnittverlängerung auf die dorsale Fläche und die Durchtrennung der langen und kurzen Bänder zu ermöglichen. Nach kompletter Abtrennung von der Vordergliedmaße verblieb das Spitzbein jeweils im anfangs übergestülpten Kunststoffbeutel, der gleichzeitig als Probenbehältnis diente.





Abb. 23: Probenahme Spitzbein

Das Probenmaterial wurde anschließend adäquat gekühlt ( $< 7^{\circ}\text{C}$ ) in das Labor für Lebensmittelmikrobiologie am Bayerischen Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit (LGL) nach Oberschleißheim verbracht und bis zum Abschluss der gesamten Probenahme eingefroren, um den mikrobiologischen Ist-Zustand zu erhalten.

Die im Rahmen dieser Studie verwendeten Geräte und Verbrauchsmaterialien sind im Anhang aufgeführt.

### 3.2.2 Probenvorbereitung

Vorbereitend für die Keimzählung wurden jeweils Schwemmproben der Probenoberfläche hergestellt. Ziel dieses Verfahrens ist das Abspülen der auf der Oberfläche befindlichen Keime. Zu diesem Zweck wurde das aufgetaute Probenmaterial in sterile Kunststoff-Beutel überführt und mit steriler Verdünnungslösung aufgegossen. Dabei wurde je nach Probenmaterial wie nachfolgend beschrieben vorgegangen.

### *Ohren*

Das Probenmaterial (jeweils der gesamte Ohrenausschnitt) wurde mit 100 ml steriler Verdünnungsflüssigkeit aufgegossen. Anschließend erfolgte ein zweiminütiges, manuelles Durchmischen durch vorsichtiges Kneten des im Beutel befindlichen Materials.

### *Augen, Augen mit Augenlidern*

Es wurde jeweils ein Auge bzw. jeweils ein Auge mit Augenlidern in einen sterilen Kunststoff-Beutel überführt und mithilfe des Dilutors (IUL Instruments, Königswinter) die 9 fache Menge an steriler Verdünnungsflüssigkeit zugegeben. Das Vermischen der 1:10-Verdünnungslösung erfolgte manuell durch zweiminütiges, vorsichtiges Kneten des Beutelinhaltes, um eine Zerstörung des Auges zu vermeiden.

### *Spitzbeine*

Vorbereitend für die Herstellung der Verdünnungsreihe wurde jeweils ein ca. 4 cm x 2 cm x 0,5 cm großes Hautstück aus dem Interdigitalspalt des Spitzbeines mittels eines scharfen Messers und einer Pinzette entfernt und anschließend in einen sterilen Kunststoff-Beutel überführt (Abb. 24). Messer und Pinzetten wurden nach jeder Präparation in 70 %igen Alkohol getaucht und anschließend abgeflammt. Die Einwaage und Zugabe der 9 fachen Menge an steriler Verdünnungsflüssigkeit erfolgte mithilfe des Dilutors (IUL Instruments, Königswinter). Anschließend wurde die 1:10-Probenverdünnung im Homogenisator (IUL Instruments, Königswinter) zwei Minuten lang gründlich durchmischt.

Ausgehend von der jeweils hergestellten Erstverdünnung des Probenmaterials wurden anschließend von jeder Probe dezimale Verdünnungsreihen in den Stufen 1:10 bis 1:1000 angelegt.

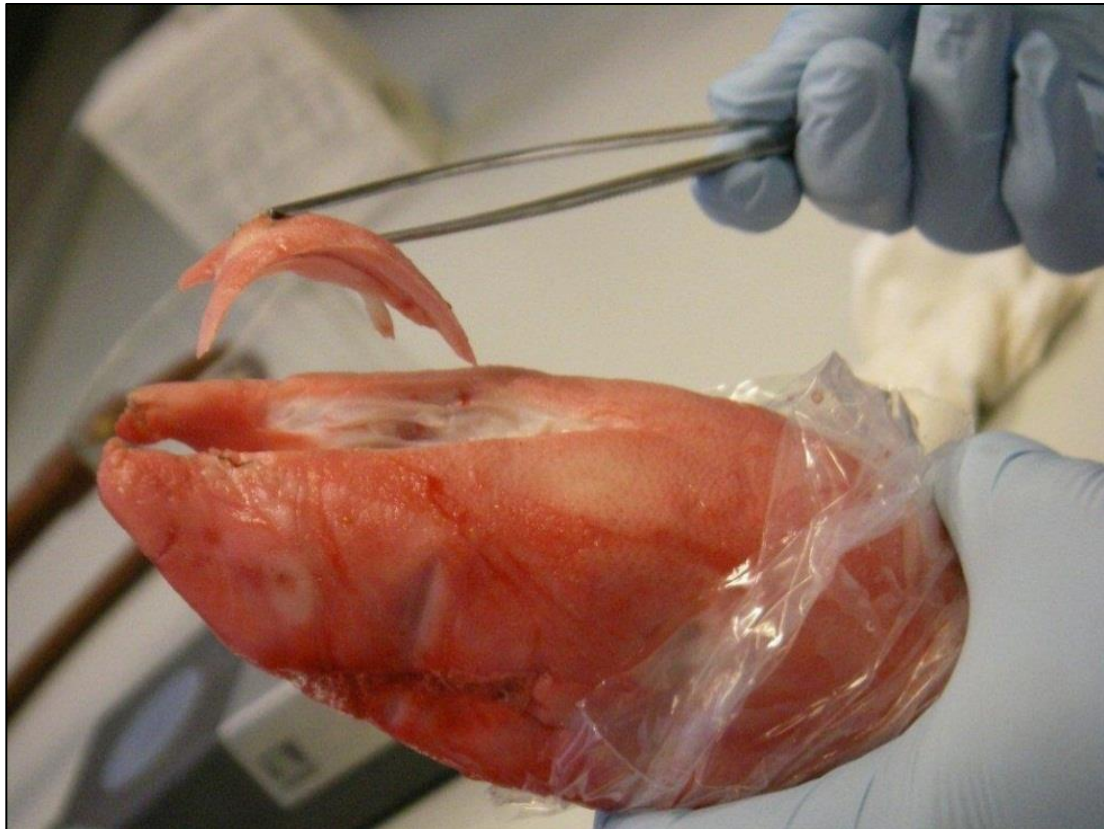


Abb. 24: Entnahme eines Hautstückes aus dem Interdigitalspalt

### 3.3 Quantitative mikrobiologische Untersuchungsmethoden

Insgesamt wurden 105 Augen, 105 Augen mit Augenlidern, 210 Ohren und 230 Spitzbeine von als genusstauglich beurteilten Schweineschlachtierkörpern, die aus 20 verschiedenen Schlachtbetrieben stammten, mikrobiologisch untersucht. Die kulturellen Untersuchungsverfahren konzentrierten sich auf den Nachweis von *Enterobacteriaceae*, *E. coli* und Koagulase-positiven Staphylokokken.

#### *Beimpfung der Selektivplatten*

Die Keimzahlbestimmung erfolgte als Spiralplattenverfahren auf unterschiedlichen Selektivnährmedien (MATURIN & PEELER, 2013). Als Ausgangslösung für die Keimzahlbestimmung dienten die im Rahmen der Probenvorbereitung hergestellten Verdünnungsstufen 1:10 und 1:1000 der Schwemmproben. Das Aufbringen der Probenflüssigkeit auf die Nährbodenplatten erfolgte mit Hilfe eines Spiralplaters (IUL Instruments, Königswinter), der die Probenlösung (50 µl) gleichmäßig und kreisförmig auf die Agarplatten aufträgt. Zur Qualitätskontrolle der verwendeten



Verdünnungslösung und der Nährböden wurden am Ende eines Untersuchungsganges jeweils drei Kontrollnährbodenplatten pro Plattenart mitgeführt.

### *Inkubation*

Die Inkubation der beimpften Nährbodenplatten erfolgte im Brutschrank unter jeweils entsprechenden Bedingungen, welche in Tab. 2 aufgeführt sind. Zur Herstellung eines anaeroben Milieus bei der Bebrütung der VRBD-Agar-Platten zum Nachweis von *Enterobacteriaceae* diente das AnaeroGen<sup>TM</sup> System, das den Luftsauerstoff auf chemischem Weg entfernt. Die Nährbodenplatten wurden unter Zugabe eines AnaeroGen<sup>TM</sup> Beutels in verschlossenen Anaerobiotöpfen inkubiert. Zur Kontrolle der anaeroben Verhältnisse wurde ein Anaeroben-Indikatorstreifen hinzugegeben.

Tab.2: Inkubationszeiten und –temperaturen

Nährboden	Erreger	Bebrütungs- dauer [Std.]	Temperatur [°C]	Typisches Koloniewachstum
REC-Agar	<i>Escherichia coli</i>	24	+ 44	bläulich-grüne Kolonien
BP-Agar	Koagulasepositive Staphylokokken	48	+ 37	grauschwarze, glänzende Kolonien
VRBD-Agar	<i>Enterobacteriaceae</i>	48	+ 30 (anaerob)	rot +/- Präzipitaionshof

REC-Rapid *E. coli*-Agar; VRBD- Violet-Red-Bile-Glukose-Agar n. Mossell; BP-Baird-Parker

### Auswertung

Nach Ablauf der Bebrütungsdauer wurde das Koloniewachstum visuell beurteilt und anschließend eine computergesteuerte Zählung der Kolonien mit Hilfe des Countermat Flash Gerätes (IUL Instruments, Königswinter) durchgeführt. Die untere Nachweisgrenze lag bei 100 KbE/Probe. Die Umrechnung der Ergebnisse auf die Anzahl der Kolonie bildenden Einheiten je Probe erfolgte automatisiert durch das Countermat Flash Gerät.

Im Rahmen der Beurteilung der Ergebnisse wurden die Empfehlungen der Deutschen Gesellschaft für Hygiene und Mikrobiologie (DGHM) hinsichtlich der mikrobiologischen Richt- und Warnwerte für rohes Schweinefleisch berücksichtigt (Tab. 3). Diese beziehen sich jeweils auf ein Gramm der Probe und sind daher nur begrenzt auf die Ergebnisse dieser Arbeit anwendbar, da es sich hier um Schwemmproben der gesamten Probenoberfläche handelt. Die Berücksichtigung dieser Werte bei der Beurteilung der eigenen Ergebnisse war nur möglich, wenn es sich um Proben mit einem Gewicht von über einem Gramm handelte (alle Proben > 1 g) und sich der Keimgehalt der Probe unterhalb des Wertes befand.

Tab. 3: Richt- und Warnwerte der DGHM

Erreger	Richtwert (KbE/g)	Warnwert (KbE/g)
<i>Enterobacteriaceae</i>	$1 \times 10^4$	$1 \times 10^5$
<i>E. coli</i>	$1 \times 10^2$	$1 \times 10^3$
Koagulase-positive Staphylokokken	$5 \times 10^2$	$5 \times 10^3$

KbE: Koloniebildende Einheiten

### 3.4 Qualitative Untersuchungsmethoden und weitere Differenzierungen

Mithilfe der molekularbiologischen Verfahren wurden die entsprechenden Proben auf das Vorkommen von *Salmonella* spp., *Y. enterocolitica* und MRSA untersucht.

Die Untersuchungen zum Nachweis von *Salmonella* spp. und *Y. enterocolitica* wurden an Ohrenausschnitten durchgeführt, da hier die höchste Ausbeute zu erwarten war.

Der Nachweis von MRSA war ursprünglich nicht Bestandteil der Studienplanung und wurde daher nur bei einem geringen Probenumfang untersucht (n=25). Die Untersuchung war aufgrund der mikrobiologischen Ergebnisse bei Spitzbeinen von Interesse, die häufig insbesondere mit *S. aureus* kontaminiert waren. Da als Ausgangsmaterial für die real-time PCR-Untersuchung auf Baird Parker typische *S. aureus*-Kolonien dienten, wurden die zu untersuchenden Proben anhand der Ergebnisse der Keimzählung bestimmt. Es wurden sieben Proben aus verschiedenen Betrieben, die in der Keimzählung einen hohen Gehalt an *S. aureus* zeigten, ausgewählt und untersucht. Wurde eine Probe als MRSA-positiv beurteilt, erfolgte eine weitere Untersuchung der restlichen neun Spitzbeinproben aus dem entsprechenden Betrieb, aus dem die positive Probe stammte.

Der Nachweis pathogener Keime erfolgte mittels etablierter real-time-PCR Untersuchungsmethoden. Alle real-time-PCR-Untersuchungen wurden im TaqMan<sup>®</sup> Format durchgeführt. Es wurde mit einem blockbasierten Thermocycler (Stratagene MX 3000/3005) gearbeitet. Die verwendeten Primer- und Sondensequenzen, die Komponenten des Mastermix und deren Konzentration sowie die angewandten Temperatur-Zeit-Profile sind dem Anhang zu entnehmen.

#### *DNA-Extraktion und PCR-Ansatz:*

Vor Durchführung der real-time PCR Untersuchung wurden die Probenlösungen mikrobiell angereichert. Die entsprechenden Anreicherungsverfahren sind im jeweiligen Abschnitt aufgeführt. Der Ablauf der DNA-Extraktion und des PCR-Ansatzes war, unabhängig von der Art des Probenmaterials, in allen Untersuchungsgängen identisch und wird im Folgenden beschrieben.

Die Freisetzung der DNA erfolgte mittels thermischer Lyse. Es wurde jeweils 1ml der angereicherten Probenflüssigkeit bzw. eine Bakterienkolonie (MRSA) in ein steriles PCR-Tube (MRSA: mit 300 µl TE-Puffer) überführt. Um die DNA aus den Zellen freizusetzen, wurde das Probenmaterial zentrifugiert (5 min, 10 000 x g), der Überstand verworfen und das jeweils im Tube verbliebene Pellet in 300 µl TE-Puffer gelöst und 15 Minuten lang im Thermomixer bei +95 °C gekocht.

Im Anschluss wurden die Tubes nochmals zentrifugiert (3 min, 10 000 x g) um ein Absetzen der Zellreste als Pellet zu erreichen. Der Mastermix wurde aus den im Anhang aufgeführten Komponenten hergestellt. 5 µl des Überstandes der extrahierten

DNA wurden als PCR-Template eingesetzt und zusammen mit jeweils 20µl des Mastermix mithilfe eines vollautomatisierten Pipettiersystems in ein 96-well-plate pipettiert. Anschließend wurde die 96-Loch-Platte zentrifugiert und in den Heizblock des Thermocyclers eingesetzt. Das jeweils angewandte Zeit-Temperatur-Profil ist im Anhang aufgeführt.

Zur Sicherung eines fehlerfreien Ansatzes wurde pro real-time-PCR-Ansatz jeweils eine Positiv-Kontrolle, eine Negativkontrolle (DNase freies Wasser) sowie eine Interne Amplifikationskontrolle (IAC, basierend auf dem pUC-Plasmid) mitgeführt.

#### *Auswertung der Ergebnisse:*

Nach Beendigung des PCR-Laufes wurden die gewonnenen Daten automatisch durch die gerätespezifische Software graphisch und tabellarisch dargestellt. Das Ergebnis der real-time-PCR war als positiv zu beurteilen, wenn das Fluoreszenzsignal die gesetzte Basislinie überschritt. Blieb das Fluoreszenzsignal unterhalb der Basislinie, war das Ergebnis der real-time-PCR als negativ zu interpretieren. In diesem Fall wurde die Untersuchungsmethode beendet. Die Untersuchungsprobe wurde als positiv gewertet, wenn der Reaktionsansatz der Untersuchungsprobe positiv war, und die PCR-Negativkontrolle, sowie die Negativ-Extraktionskontrolle gleichzeitig negativ waren. Die PCR-Positivkontrolle sowie die Positiv-Extraktionskontrolle mussten positiv sein. Die Amplifikationskontrolle kann bei positiven PCR-Ergebnissen positiv oder negativ sein.

#### **3.4.1 *Salmonella* spp.**

Der qualitative Nachweis von *Salmonella* spp erfolgte durch Anreicherung und anschließende real-time-PCR gemäß der Amtlichen Sammlung von Untersuchungsverfahren nach § 64 LFGB Ziffer 00.00-98.

##### *Mikrobielle Anreicherung*

Zur Anreicherung diente ein flüssiges, nicht-selektives Nährmedium (BPW=Buffered Peptone Water, BioMerieux). Jeweils 25 ml der Ohr-Schwemm-Proben wurden in 225 ml BPW überführt und anschließend bei +37 °C für 20 Stunden inkubiert.

### *DNA-Extraktion und PCR-Ansatz*

Die DNA-Extraktion wurde wie unter 3.4 beschrieben durchgeführt. Zum Nachweis von *Salmonella* spp. wurden Primer und Sonden eines ttr-basierenden Systems in Kombination mit der Internen Amplifikationskontrolle IAC basierend auf dem ntb2-Plasmid verwendet. Der Master Mix wurde aus Aqua dest., Primern, Sonden und dem Brilliant Multiplex QMastermix (Agilent Technologies, USA) hergestellt (s. Anhang). Bei positivem oder fraglichem PCR-Ergebnis ist die Untersuchungsmethode wie folgt fortzuführen (Abb. 25):

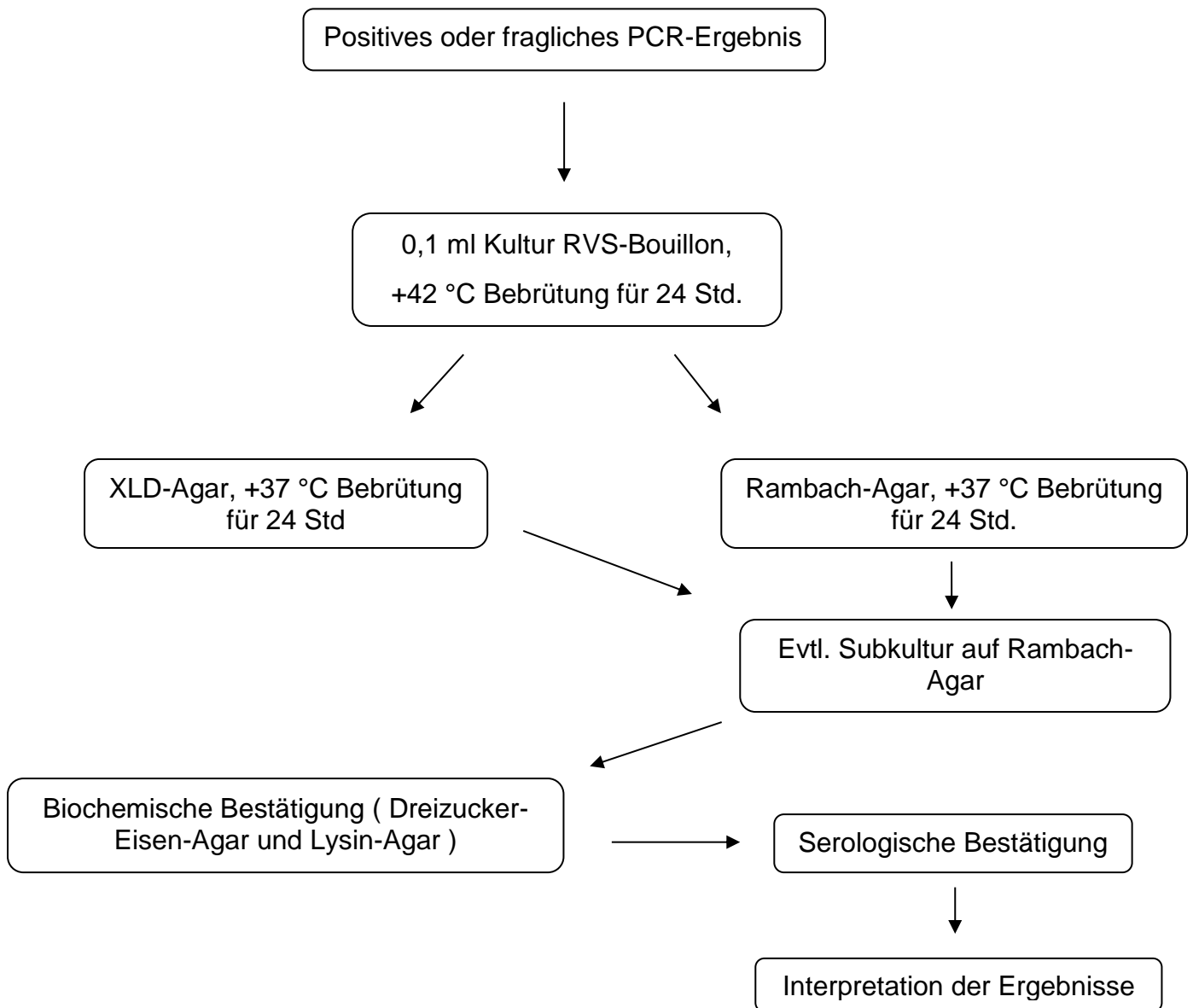


Abb. 25: Schema der weiteren Untersuchung bei positivem oder fraglichem PCR-Ergebnis zum Nachweis von *Salmonella*. Spp (LGL, 2012a)

### 3.4.2 *Y. enterocolitica*

Der Nachweis von *Y. enterocolitica* erfolgte qualitativ mittels Anreicherungsverfahren in einem flüssigen, nicht-selektiven Medium (PBS:Pepton-Sorbit-Gallensalz-Bouillon) in Kombination mit einer real-time-PCR zur Feststellung der An- bzw. Abwesenheit des Erregers (Lambertz et al., 2008). Ziel-Gen war dabei das nach derzeitigem wissenschaftlichen Kenntnisstand bei allen humanpathogenen *Y. enterocolitica* vorhandene *ail*-Gen (attachment and invasion locus-gene). Die IAC basierte auf dem pUC 19-Plasmid.

#### *Mikrobielle Anreicherung*

Jeweils 25 ml der Ohr-Schwemm-Proben wurden in 225 ml PBS-Anreicherung überführt und unter aeroben Bedingungen für 24 Stunden bei +25 °C bebrütet.

#### *DNA-Extraktion und PCR-Ansatz*

Nach Ablauf der Bebrütungsdauer erfolgte die Extraktion der DNA aus jeweils einem Milliliter der angereicherten Probenflüssigkeit. Der Master Mix wurde aus Wasser, Primern, Sonden, Plasmid und dem Brilliant Multiplex QPCR Mastermix hergestellt (s. Anhang).

Bei negativem PCR-Ergebnis wurde die Untersuchung beendet. Im Falle eines positiven oder fraglichen Ergebnisses wird die Untersuchungsmethode prinzipiell gemäß dem folgenden Schema fortgeführt (Abb. 26):

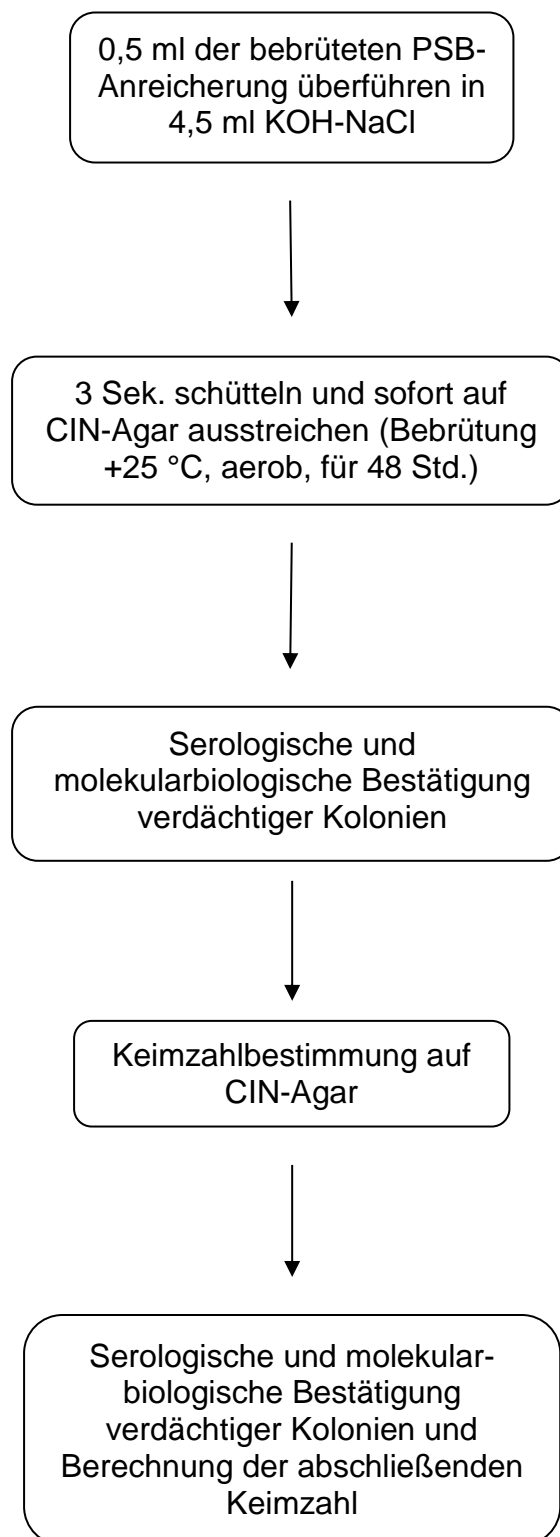


Abb. 26: Schema der weiteren Untersuchung bei positivem oder fraglichem PCR-Ergebnis zum Nachweis von *Y. enterocolitica* (LGL, 2012b)



### 3.4.3 MRSA

Zum Nachweis von MRSA wurden zwei unterschiedliche Wege beschritten.

1. Auf Baird Parker Agar typische *S. aureus*-Kolonien aus der Keimzahlbestimmung (siehe unter 3.1) wurden nach Subkultivierung auf selektiven Nährmedien (CHROMagar™ MRSA, Mast Diagnostica) im Koagulase-Test bestätigt und zum Nachweis von MRSA mittels real-time-PCR weiter differenziert.

2. Qualitativer Nachweis mittels Anreicherungsverfahren

25 ml der Spitzbein-Schwemmprobe wurden jeweils in 225 ml Müller-Hinton-Bouillon (MHB) mit 6% NaCl überführt und anschließend 24 Stunden bei +37 °C inkubiert. Nach der Inkubation wurde 1 ml der bebrüteten Anreicherungsbouillon zu 9 ml antibiotikahaltigem Selektivnährmedium (Trypton- Soja-Bouillon mit 3,5 mg/l Cefoxitin und 50 mg/l Aztreonam) gegeben und mithilfe eines Schüttelgerätes gründlich vermischt. Das beimpfte Selektivnährmedium wurde für 24 Stunden bei +37 °C aerob bebrütet und im Anschluss mittels Verdünnungsausstrich auf chromogene MRSA-Selektivplatten (CHROMagar™ MRSA, Mast Diagnostica; Brilliance MRSA Agar, Oxoid) ausgestrichen. Die beimpften Platten wurden bei +37 °C für 24 Stunden bebrütet und anschließend ausgewertet.

#### *Koagulasetest*

Zur Bestätigung der Isolate als Koagulase-positive Staphylokokken, wurden verdächtige Kolonien phänotypisch im Koagulase-Test gemäß DIN EN ISO 6888-1: 2003-12 bestätigt. Es wurde jeweils eine der Kolonien im Dreiosen-Ausstrich auf eine Blutagar-Platte übertragen und bei +37 °C für 24 Stunden bebrütet. Im Anschluss wurden mehrere Kolonien von der Blut-Agar-Platte abgenommen, in ein Reagenzglas mit 0,5 ml Koagulase-Plasma eingepflegt und anschließend über 24 Stunden bei Zimmertemperatur gelagert. Die Bildung von Gerinnsel wurde als positiver Nachweis von Staphylokokken gewertet. blieb die Suspension homogen ohne erkennbare Gerinnsel, so war das Ergebnis als negativ zu interpretieren.

### *Resistenztestung im Agardiffusions-Verfahren*

Zur Feststellung der Wirksamkeit verschiedener Antibiotika gegen die *S. aureus* Isolate wurde eine Resistenztestung im Agardiffusions-Verfahren durchgeführt. Die jeweils zu testende Einzelkolonie wurde in 1ml des Suspensionsmediums (Standard-I-Bouillon) eingepflegt und anschließend gleichmäßig über eine Müller-Hinton-Agar-Platte ausgestrichen. Es wurden jeweils zwei Müller-Hinton-Agar-Platten pro Probe beimpft, um insgesamt 12 verschiedene Antibiotika-Plättchen mit dem Dispensor (Oxoid, Wesel) auf die ausgestrichenen Platten aufbringen zu können (Platte 1: Ampicillin, Cephacetril, Ubrolexin, Cefoperazon, Colistin, Erythromycin; Platte 2: Cefquinom, Lincomycin, Neomycin, Oxacillin, Penicillin, Amoxicillin/Clavulansäure). Anschließend wurden die Platten für 24 Stunden bei +37 °C bebrütet. Nach der 24 stündigen Inkubation wurde der Durchmesser jedes Hemmhofes in Millimetern gemessen. Wies der Hemmhof jeweils die laut der entsprechenden Beurteilungsempfehlung (Böhringer Ingelheim, Ingelheim) für das Antibiotikum geltende Mindestgröße auf, so war der Erreger als „sensibel“ zu beurteilen. Lag der Durchmesser des Hemmhofes unterhalb der jeweiligen Mindestgröße oder war kein Hemmhof erkennbar, war das Ergebnis als „resistent“ zu interpretieren.

### *PCR*

Die molekularbiologische Bestätigung von potentiellen MRSA-Isolaten erfolgte durch die während eines real-time PCR-Laufes gleichzeitig ablaufende Amplifikation von *nuc*, *mecA* und Panton-Valentine-Leukocidin-Toxin-Genen (MCDONALD et al., 2005).

### *DNA-Extraktion und PCR-Ansatz*

Pro Probe wurde jeweils eine verdächtige Kolonie pro Probe in ein steriles PCR-Tube überführt. Die DNA-Extraktion und der PCR-Ansatz erfolgten wie unter 3.4 beschrieben. Die Komponenten des PCR-Ansatzes sind im Anhang aufgeführt.

### 3.5 Statistische Analyse

Die absoluten Häufigkeiten wurden der besseren Vergleichbarkeit wegen in relative Häufigkeiten in Prozent umgerechnet. Als Maß für die Schätzgenauigkeit der relativen Häufigkeiten wurde das 95 %-Konfidenzintervall berechnet. Die graphische Darstellung der Ergebnisse erfolgte in Säulendiagrammen mit Angabe des 95 %-Konfidenzintervalls als Fehlerbalken. Die Unterschiede zwischen relativen Häufigkeiten wurden mit Hilfe des Chi-Quadrat-Tests auf statistische Signifikanz untersucht. Lag die erwartete Häufigkeit in einer Zelle der Kreuztabelle unter fünf, wurde der exakte Test nach Fisher verwendet. Das Signifikanzniveau wurde auf  $p < 0,05$  festgelegt (SACHS, 2003). Zur statistischen Analyse der Daten wurde das Statistiksoftware-Programm IBM SPSS 20,0 Statistics eingesetzt.

## 4 Ergebnisse

### 4.1 Erfassung der Schlachttechnologie

Zusätzlich zu den in der Checkliste aufgeführten schlachttechnologischen Angaben wurden in sechs Schlachtbetrieben (ein Handwerksbetrieb, fünf Industriebetriebe) verschiedene Prozessschritte, die im Hinblick auf ein Kontaminationsrisiko für die Probenahmestellen von Bedeutung waren, erfasst und, wie nachfolgend dargestellt, anhand von Foto- und Filmmaterial dokumentiert. Aufgrund der Ergebnisse wurden diesbezüglich bedeutende Prozessschritte auf der reinen Seite der Schlachtung hierbei ebenfalls erfasst.

Bei der Bearbeitung der Schlachttierkörper auf dem Brühtisch fiel auf, dass die vorderen Spitzbeine in der Regel als Ansatzpunkt zum Wenden der Schlachttierkörper dienten und entsprechend von den Schlachthofmitarbeitern (mit oder ohne Zerlege-Handschuhen) angefasst wurden (Abb. 27 u 28). Dieses Vorgehen wurde sowohl in Industriebetrieben als auch in handwerklich organisierten Schlachtbetrieben beobachtet.



Abb. 27: (Kreuz-) Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine durch Hände bzw. Zerlegehandschuhe

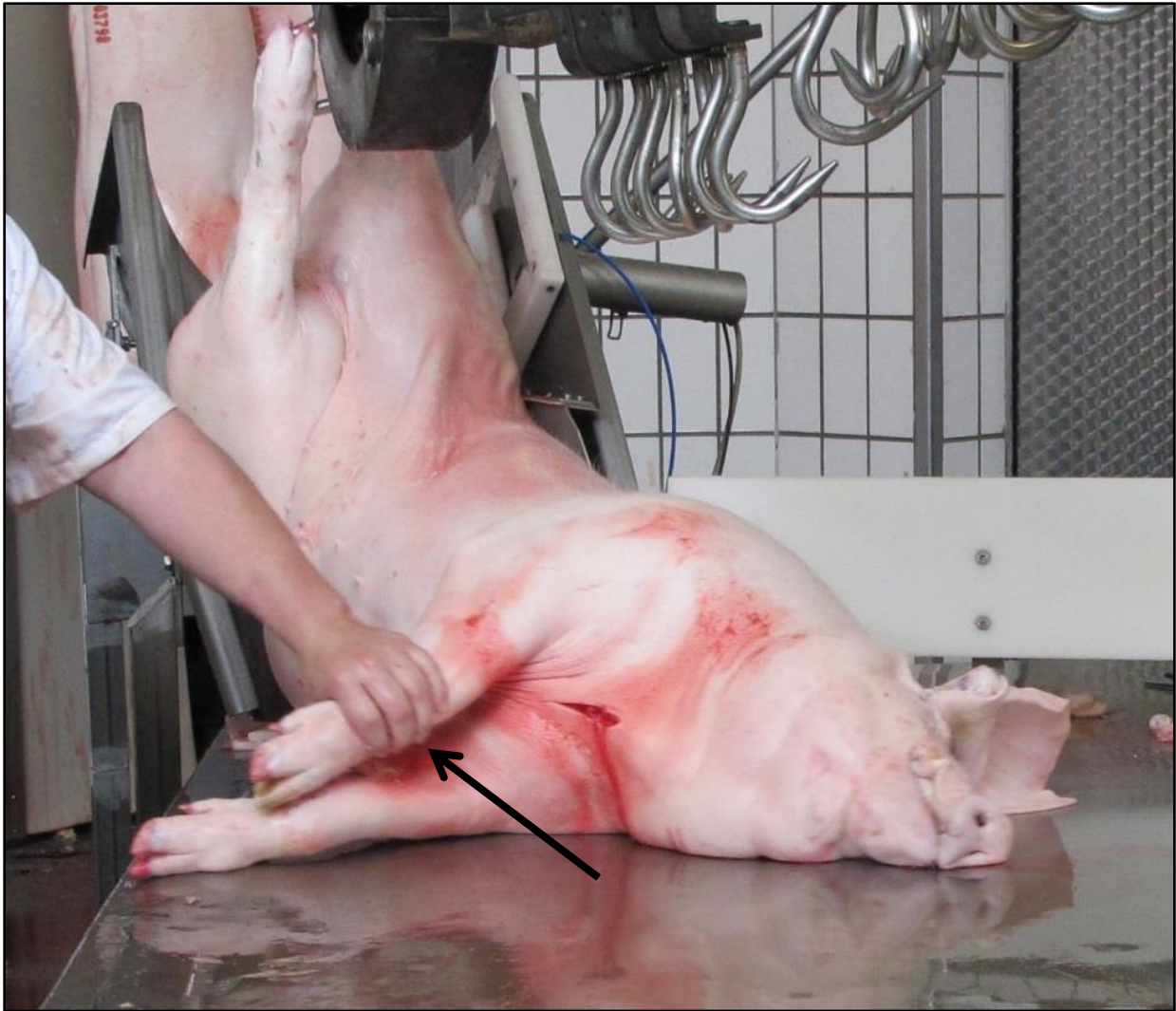


Abb. 28: Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine durch Hände der Schlachthof-mitarbeiter

Bei der genauen Betrachtung des Abflammprozesses in vertikalen Abflammöfen wurde deutlich, dass die vorderen Spitzbeine aufgrund der baulichen Konstruktion der Abflammöfen nicht bzw. weniger intensiv als der restliche Schlachttierkörper von der Hitzeeinwirkung erfasst wurden. Aufgrund der Anordnung der Flammdüsen und der Position der hängenden Schlachttierkörper werden die vorderen Spitzbeine, unabhängig von der Anzahl der Flammdüsen, zwischen den Düsen durchgeführt und dabei nicht von den Flammen erfasst (Abb. 29). Häufig streifen die vorderen Spitzbeine beim Verlassen des vertikalen Abflammofens seitlich am Gehäuse (Abb. 30).





Abb. 29: Die vorderen Spitzbeine werden zwischen den Flammdüsen durchgeführt

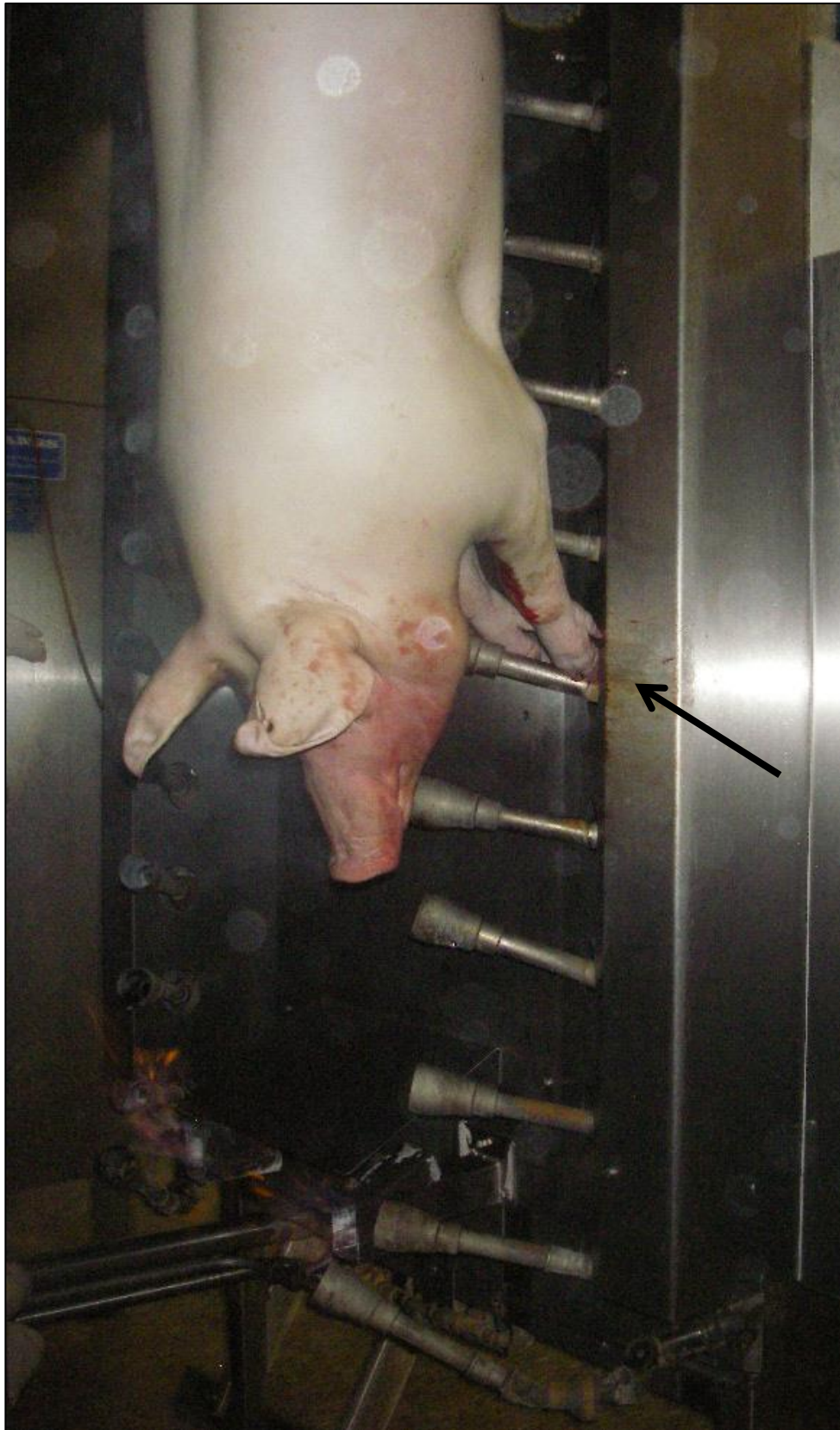


Abb. 30: Risiko der Kreuzkontamination durch direkten Kontakt der Spitzbeine mit dem Gehäuse des Abflammmofens



Bei der Slow-Motion-Betrachtung des eigenen Filmmaterials zum Abflammprozess in Kompaktanlagen (kombinierte Enthaarung und Abflammung) war zu erkennen, dass die Spitzbeine aufgrund ihrer relativ kleinen Oberfläche während der Rotation der Schlachttierkörper jeweils nur für einen sehr kurzen Moment von den Flammen erfasst wurden und sich im weiteren Verlauf einer Umdrehung im Vergleich zum restlichen Schlachttierkörper am weitesten entfernt von den Flammen befanden. Während ein großer Teil der Oberfläche des Schlachttierkörpers von den Flammen erfasst wurde, wurden die Gliedmaßen während der Rotation kaum erfasst (Abb. 31).



Abb. 31: Die Gliedmaßenenden befinden sich im Verlauf der Rotation teilweise am weitesten entfernt von den Flammen



Während des Ausweidens der Schlachttierkörper kam es regelmäßig vor, dass die vorderen Spitzbeine an den Stiefeln und Schürzen der Schlachthofmitarbeiter sowie, je nach Größe der Schweine, an der sogenannten „Spritzippe“ der Arbeitspodeste entlang schleiften (Abb. 32 und 33).



Abb. 32: Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine durch den Kontakt mit Gummistiefeln und Schürzen der Schlachthofmitarbeiter



Abb. 33: Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine durch den Kontakt mit dem Arbeitspodest

Bei der Entfernung des Geschlinges wurden die vorderen Spitzbeine häufig durch herabtropfendes Blut oder durch direkten Kontakt mit dem Geschlinge mit Blut kontaminiert (Abb. 34).



Abb. 34: Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine bei der Entnahme des Geschlinges

Zusammenfassend lassen sich die schlachttechnologischen Gegebenheiten, die hinsichtlich der Kontamination der vorderen Spitzbeine möglicherweise von Bedeutung sind, in der folgenden Tabelle (Tab. 4) darstellen.

Tab. 4: Kontaminationsrisiken für die vorderen Spitzbeine im Verlauf der Schlachtung

<b>Kontaminationsrisiken</b>	
Unreiner Bereich	Reiner Bereich
Berühren der vorderen Spitzbeine mit Händen/Zerlege-Handschuhen	Entlangschleifen der Spitzbeine an Stiefeln, Schürzen und Arbeitspodesten
Unzureichende Hitzeeinwirkung während des Abflammens; Entlangstreifen der Spitzbeine am Gehäuse von vertikalen Abflammöfen	Kontamination durch herabtropfendes Blut oder Kontakt bei der Entnahme des Geschlinges

#### **4.2 Oberflächenkeimgehalte von Augen, Augen mit anhaftenden Augenlidern, Ohrenausschnitten und Spitzbeinen**

Der Oberflächenkeimgehalt von 210 Ohrenausschnitten, 105 Augen, 105 Augen mit anhaftenden Augenlidern und 230 Spitzbeinen am Ende des Schlachtbandes wurde untersucht. Die Proben wurden mittels Spiralplattenverfahren hinsichtlich des Vorkommens von *E. coli*, *Enterobacteriaceae* und *S. aureus* untersucht. Da es sich jeweils um Schwemmproben der gesamten Oberfläche der Proben handelte, beziehen sich die errechneten Ergebnisse jeweils auf die gesamte Probe (KbE/Probe). Bei Spitzbeinen wurde ein definiertes Hautstück aus dem Interdigitalspalt, wie unter 3.2.2 beschrieben, verwendet und als Probe bezeichnet. Die untere Nachweisgrenze lag unabhängig vom Probenmaterial bei 100 KbE pro Probe. War kein Koloniewachstum feststellbar, wurde anstatt der Nullwerte „unterhalb der Nachweisgrenze“ ( $< 10^2$  KbE) angegeben und die Probe als „negativ“ beurteilt.

Die Keimzählung sowie alle Berechnungen wurden nach visueller Beurteilung computergesteuert durchgeführt. Eine Mittelwertberechnung der Keimzahlen wurde aufgrund der großen Anzahl negativer Proben (408 Proben) nicht durchgeführt. Insgesamt waren 168 Ohrenausschnitte, 93 Augen, 76 Augen mit Augenlidern und 71 Spitzbeinproben hinsichtlich des Vorkommens von *Enterobacteriaceae*, *E. coli* und *S. aureus* als negativ zu beurteilen.



Anschließend wurden die Ergebnisse unter Berücksichtigung der Betriebsgröße und der jeweils angewandten Brüh- und Enthaarungsverfahren sowie der Abflammtchnik ausgewertet. Dabei wurden die Schlachtbetriebe anhand dieser Kriterien in die Kategorien „Kleinbetrieb“ (handwerkliche Einraum-Metzgereien und größere Handwerksbetriebe) und „Industriebetrieb“ sowie in folgende fünf schlachttechnologisch unterschiedliche Kategorien eingeteilt:

- Kategorie A: Kombinierte Brüh- und Enthaarungsmaschine, manuelles Abflammen;
- Kategorie B: Kompaktanlage (Bottichbrühen, Enthaaren, Abflammen, horizontal);
- Kategorie C: Bottichbrühung, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen;
- Kategorie D: Wasserbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen;
- Kategorie E: Kondensationsbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen (2fach)

Ein möglicher Zusammenhang zwischen Brühtemperatur und An- bzw. Abwesenheit der Erreger wurde ebenfalls untersucht.

Das Vorkommen und der Keimgehalt an *E. coli*, *Enterobacteriaceae* und *S. aureus* in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbeinen am Ende des Schlachtbandes war in Abhängigkeit vom Probenmaterial teilweise sehr unterschiedlich und ist im folgenden Diagramm (Abb. 35) grafisch dargestellt.

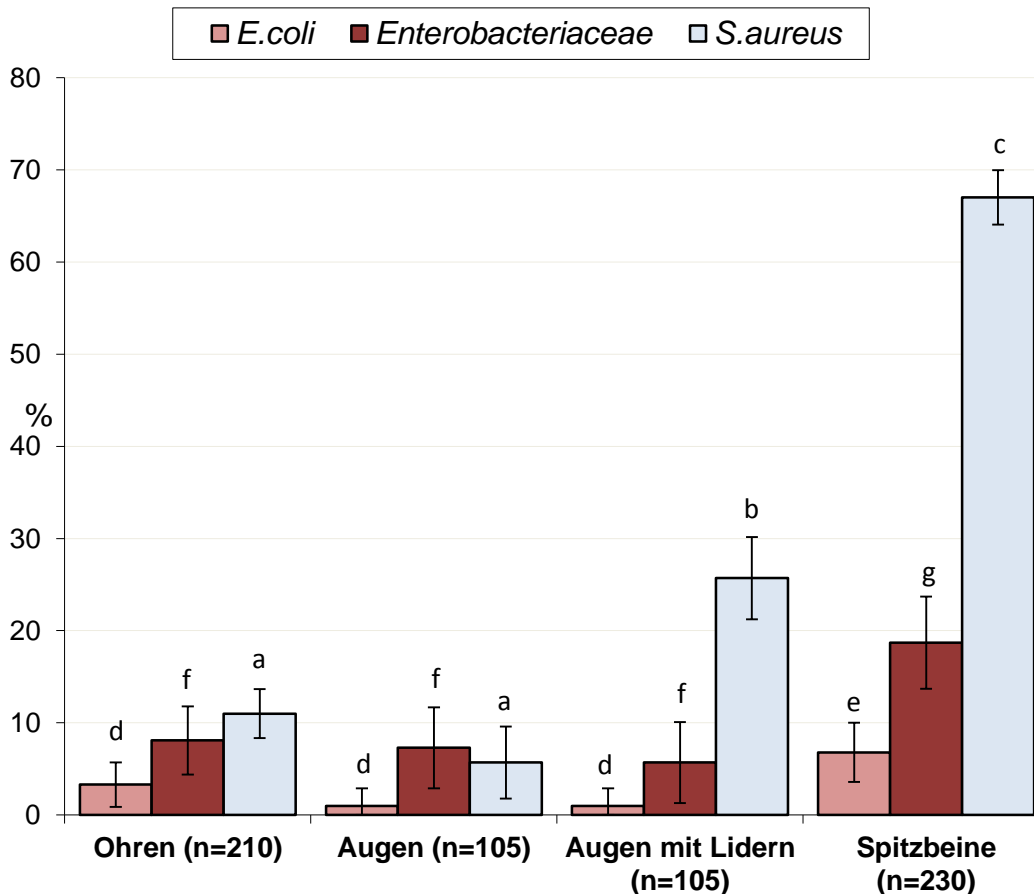


Abb. 35: Häufigkeitsverteilung von *E.coli*, *Enterobacteriaceae* und *S. aureus* in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbein-Proben

(Fehlerbalken entsprechen dem 95 %-Konfidenzintervall ( $p < 0,05$ ); Unterschiedliche Buchstaben über den Säulen kennzeichnen statistisch signifikante Unterschiede (*S. aureus*: a, b, c; *E. coli*: d, e; *Enterobacteriaceae*: f, g))

#### 4.2.1 *Enterobacteriaceae*

*Enterobacteriaceae* waren insgesamt ungefähr dreimal häufiger vorhanden als *E. coli* und wurden in 72 (11,0 %; CI: 3-5 %) Proben nachgewiesen. Dabei handelte es sich um 17 Ohrenausschnitte (8,1 %; CI: 4,8-12,6 %), 6 Augen (5,7 %; CI: 2,1-12 %), 6 Augen mit Augenlidern (5,7 %; CI: 2,1-12 %) und 43 Spitzbeine (18,7 %; CI: 13,9-24,3). Spitzbeine waren signifikant häufiger betroffen als Augen ( $p < 0,05$ ) bzw. Ohren ( $p < 0,05$ ). Die ermittelten Keimzahlen lagen zwischen  $10^2$  und  $8,8 \times 10^3$  KbE/Probe und befanden sich in allen Proben unterhalb des von der Deutschen Gesellschaft für Hygiene und Mikrobiologie (DGHM) empfohlenen Warnwertes für rohes Schweinefleisch (100 000 KbE/g). Die Keimzahlenbereiche der einzelnen Gewebearten sind der Tabelle 5 zu entnehmen.

**Tab. 5: Vergleich der Gehalte an *Enterobacteriaceae* in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbein-Proben**

<i>Enterobacteriaceae</i>				
Keimgehalt pro Probe [KbE]	Anzahl der Proben			
	Ohrenausschnitte <sup>1</sup> (n= 210)	Augen <sup>2</sup> (n= 105)	Augen mit Augenlidern <sup>3</sup> (n= 105)	Spitzbeine <sup>4</sup> (n= 230)
< 10 <sup>2</sup>	193	99	99	187
10 <sup>2</sup>	14	6	5	35
10 <sup>3</sup>	3	0	1	8
10 <sup>4</sup>	0	0	0	0

KbE: Koloniebildende Einheiten; 1-3: Gesamte Probe, 4: definiertes Hautstück aus dem Interdigitalspalt (vgl. 3.2.2)

*Enterobacteriaceae*-positive Proben waren relativ gleichmäßig über die Betriebskategorien A-D verteilt, in der Kategorie E (Kondensationsbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, zwei vertikale Abflammöfen) war der Anteil *Enterobacteriaceae*-positiver Proben fast doppelt so hoch ( $p < 0,05$ ) (Abb. 36). Dabei handelte es sich bei über 70 % der Proben um Spitzbeine. In diesem Betrieb wurden an vier Tagen Proben genommen, dabei wurden an zwei Tagen keine *Enterobacteriaceae*-positiven Proben ermittelt. Es war kein relevanter Unterschied zwischen Kleinbetrieben (12,3 %) und Industriebetrieben (10,0 %) ersichtlich (Tab 6).

**Tab. 6: Vergleich der Anzahl *Enterobacteriaceae*-positiver Proben in Klein- und Industriebetrieben**

Betriebskategorie	Anzahl Proben	<i>Enterobacteriaceae</i> - positiv ( $\geq 10^2$ KbE/Probe)		
		Absolute Anzahl	Relativer Anteil [%]	CI 95%
Kleinbetrieb	300	37	12,3	8,4 – 15,6 %
Industriebetrieb	350	35	10,0	6,9 – 13,0 %
Gesamt	650	72	11,1	8,6 – 13,0 %

KbE: Kolonie bildende Einheiten; CI: Konfidenzintervall

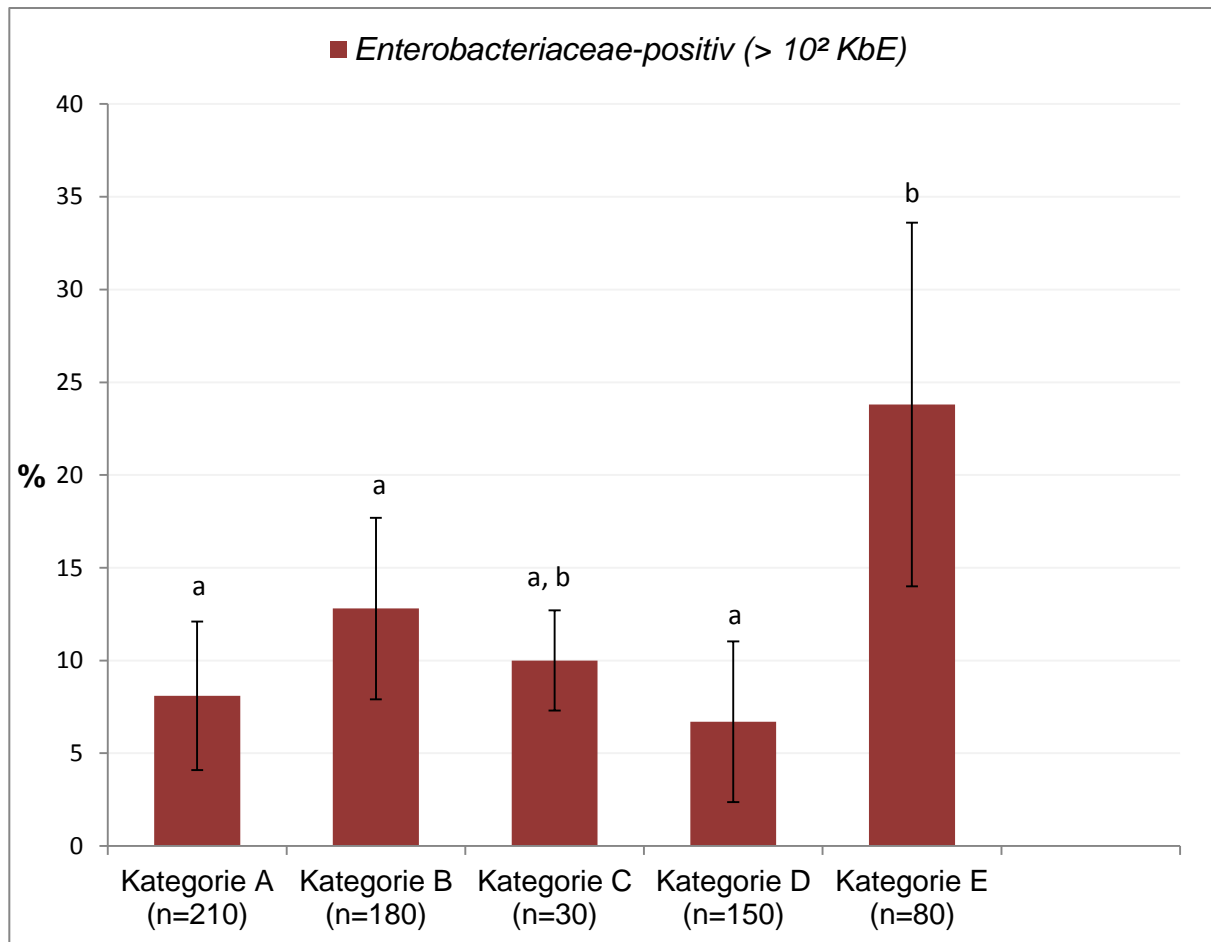


Abb. 36: Anteil (%) *Enterobacteriaceae*-positiver Proben in Abhängigkeit von der Schlachttechnologie (Fehlerbalken entsprechen dem 95 %-Konfidenzintervall)

Kategorie A: Kombinierte Brüh- und Enthaarungsmaschine, manuelles Abflammen  
 Kategorie B: Kompaktanlage (Bottichbrühen, Enthaaren, Abflammen, horizontal)  
 Kategorie C: Bottichbrühung, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen  
 Kategorie D: Wasserbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen  
 Kategorie E: Kondensationsbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen (2fach)

Bei Brühtemperaturen unter 60 °C war ein signifikanter ( $p < 0,05$ ) Prävalenzanstieg *Enterobacteriaceae*-positiver Proben (21,1 %; CI: 13 – 30 %) gegenüber den Temperaturkategorien über 60 °C (61 -64 °C: 9,8 %; CI: 7,1 – 12 % bzw.  $\geq 65$  °C: 8,3 %; CI: 4 – 14,7 %) zu beobachten (Abb. 37).



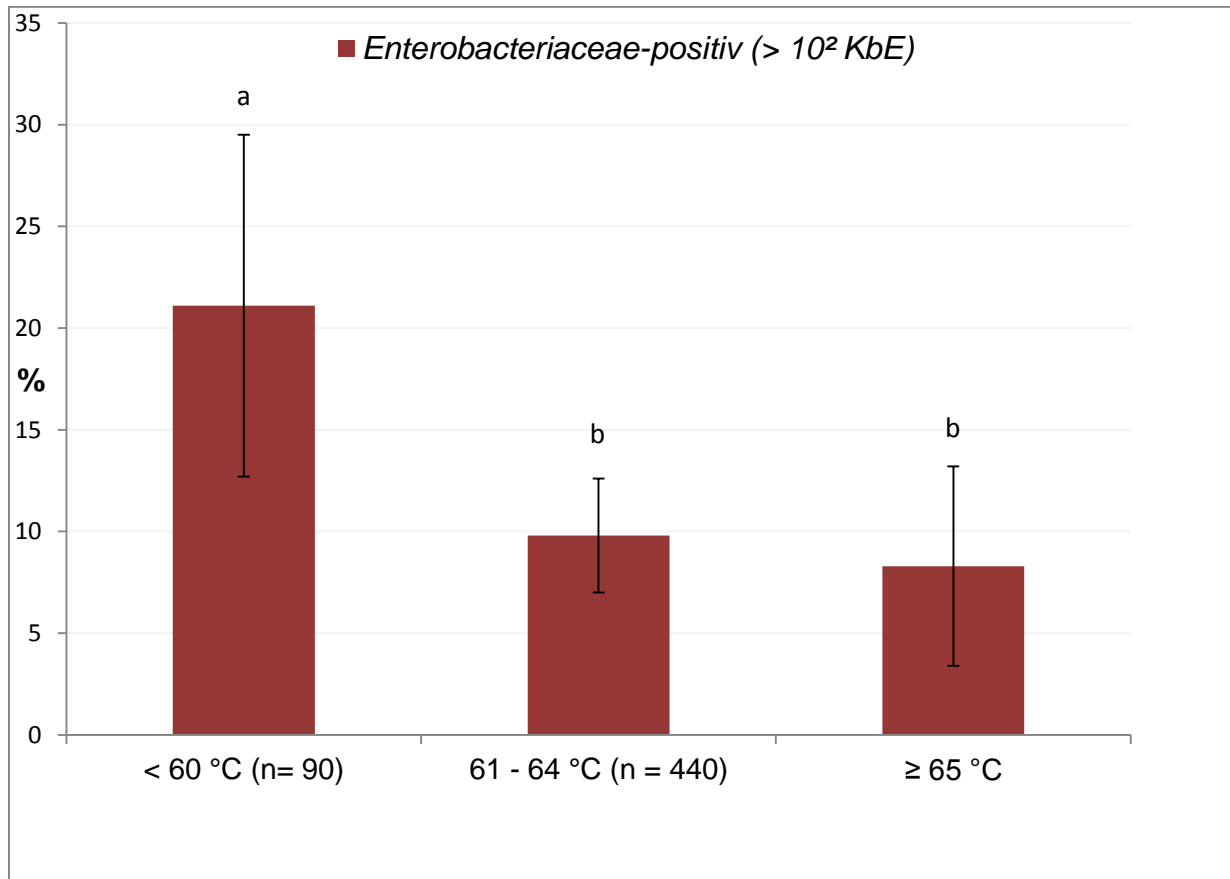


Abb. 37: Anteil (%) *Enterobacteriaceae*-positiver Proben in Abhängigkeit von der Brühtemperatur (Unterschiedliche Buchstaben über den Säulen kennzeichnen statistisch signifikante Unterschiede ( $p < 0,05$ ); Fehlerbalken entsprechen dem 95 %-Konfidenzintervall.)

#### 4.2.2 *E. coli*

Der Anteil *E. coli*-positiver Proben lag insgesamt relativ niedrig. *E. coli* wurde in 24 (3,3 %; CI: 2,2 – 5 %) der 650 Proben, davon in sieben Ohrenausschnitten (3,3 %; CI: 1,4 – 6,7 %), in jeweils einem Auge und einem Auge mit Augenlidern (1,0 %; CI: 0,02 – 5,2 %) sowie in 15 Spitzbeinen (6,5 %; CI: 3,7 – 10,5 %) nachgewiesen. Die Keimzahlen lagen zwischen  $10^2$  und  $4 \times 10^4$  KbE/Probe, wobei nur zwei Proben eine Keimdichte von  $4 \times 10^4$  KbE/Probe aufwiesen (Tab.7). *E. coli* war bei Spitzbeinen signifikant ( $p < 0,05$ ) häufiger vorhanden als bei Augen bzw. Augen mit Augenlidern.

Tab. 7: Vergleich der Gehalte an *E. coli* in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbein-Proben

<b><i>E. coli</i></b>				
Keimgehalt pro Probe (KbE)	Anzahl der Proben			
	Ohrenausschnitte <sup>1</sup> (n= 210)	Augen <sup>2</sup> (n= 105)	Augen mit Augenlidern <sup>3</sup> (n= 105)	Spitzbeine <sup>4</sup> (n= 230)
< 10 <sup>2</sup>	203	104	104	215
10 <sup>2</sup>	7	0	1	12
10 <sup>3</sup>	0	0	0	2
10 <sup>4</sup>	0	1	0	1

KbE: Koloniebildende Einheiten; 1-3: Gesamte Probe, 4: definiertes Hautstück aus dem Interdigitalspalt (vgl. 3.2.2)

In der Kategorie „Industriebetrieb“ lag der Anteil *E. coli*-positiver Proben signifikant ( $p < 0,05$ ) höher (5,7 %; CI: 3,5 – 8,4 %) als in der Kategorie „Kleinbetrieb“ (1,3 %; CI: 0 – 2,1 %) (Tab. 8).

Tab. 8: Vergleich der Anzahl *E. coli*-positiver Proben in Klein- und Industriebetrieben

Betriebskategorie	Anzahl Proben	<i>E. coli</i> - positiv ( $\geq 10^2$ KbE/Probe)		
		Absolute Anzahl	Relativer Anteil (%)	CI 95 %
Kleinbetrieb	300	4	1,3	0,0 – 2,1 %
Industriebetrieb	350	20	5,7	3,5 - 8,4 %
Gesamt	650	24	3,7	2,2 – 5,0 %

KbE: Koloniebildende Einheiten; CI: Konfidenzintervall

Die absoluten Zahlen *E. coli*-positiver Proben unterschieden sich bei unterschiedlichen Schlachttechnologien nicht wesentlich, die relativen Anteile zeigten signifikante Unterschiede ( $p < 0,05$ ) zwischen den Betriebskategorien. Den niedrigsten Anteil *E. coli*-positiver Proben wiesen die Betriebskategorien A (Kombinierte Brüh- und Enthaarungsmaschine, manuelles Abflammen; 1,0 %; CI: 0,1 – 3 %) und D (Wasserbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen; 1,4 %; CI: 0,16 – 4,7 %) auf. In den anderen Kategorien (B, C, E) lag die Anzahl *E. coli*-positiver

Proben bei 9 (5,0 %; CI: 2,3 – 9,2 %), 4 (12,5 %; CI: 3 – 3,7 %) bzw. 7 (8,8 %; CI: 3,5 – 17 %). Ein überproportional großer Anteil (37,5 %; CI: 18 – 56 %) aller *E. coli*-positiven Proben stammte aus der Kategorie B (Kompaktanlage Bottichbrühung, Enthaarung und Abflämmung, horizontal). Abbildung 38 zeigt die graphische Darstellung dieser Ergebnisse in Form eines Säulen-Diagramms.

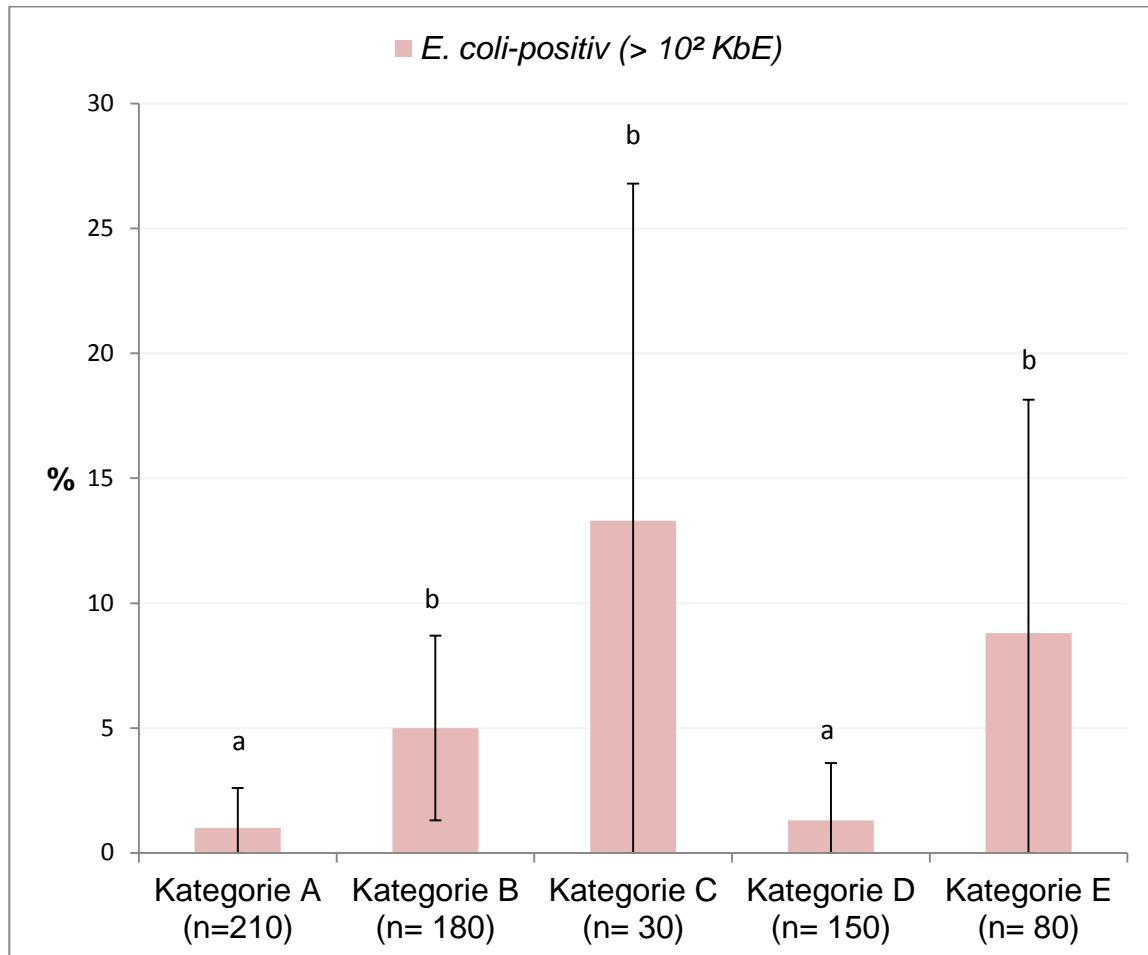


Abb. 38: Anteil (%) *E. coli*-positiver Proben in Abhängigkeit von der Schlachttechnologie (Unterschiedliche Buchstaben über den Säulen kennzeichnen statistisch signifikante Unterschiede ( $p < 0,05$ ); Fehlerbalken entsprechen dem 95 %-Konfidenzintervall.)

Kategorie A: Kombinierte Brüh- und Enthaarungsmaschine, manuelles Abflammen  
 Kategorie B: Kompaktanlage (Bottichbrühen, Enthaaren, Abflammen, horizontal)  
 Kategorie C: Bottichbrühung, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen  
 Kategorie D: Wasserbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen  
 Kategorie E: Kondensationsbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen (2fach)

Bei der Berücksichtigung der Brühtemperatur war kein Prävalenzanstieg von *E. coli*-positiven Proben bei niedrigen Temperaturen ( $< 60\text{ °C}$ ) feststellbar. Der Anteil der *E.*

*coli*-positiven Proben lag in dieser Temperaturkategorie bei 3 (3,3 %; CI: 0,6 – 9,4 %), bei mittleren Brühtemperaturen (61 – 64 °C) bei 21 (4,8 %; CI: 2,9 – 7,2 %). Ein signifikant ( $p < 0,05$ ) niedrigerer Anteil *E. coli*-positiver Proben (0,0 %) wurde bei Brühtemperaturen ab 65 °C beobachtet. Die Temperaturkategorien sowie die zugeordneten Prävalenzen sind dem folgenden Säulen-Diagramm (Abb. 39) zu entnehmen.

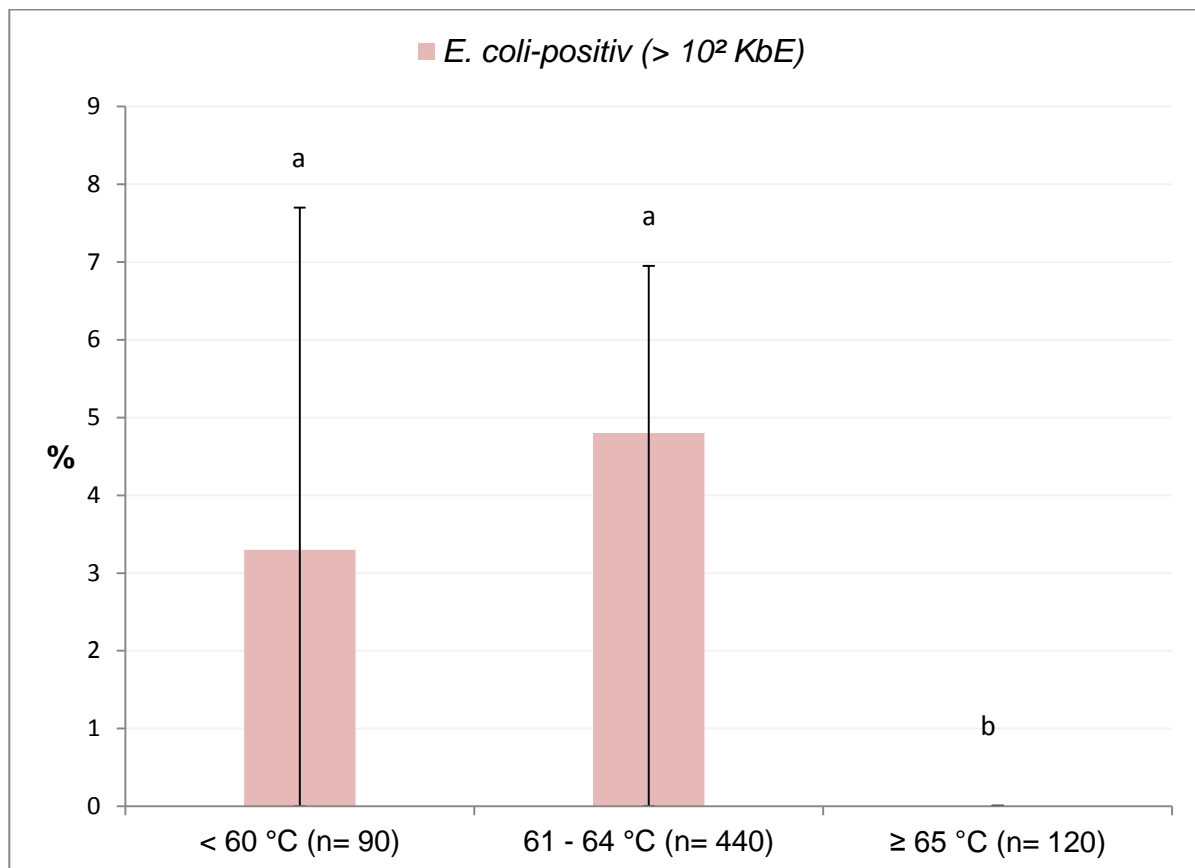


Abb. 39: Anteil (%) *E. coli*-positiver Proben in Abhängigkeit von der Brühtemperatur.

Bei Temperaturen ab 65 °C lag der Keimgehalt in keiner Probe über  $10^2$  KbE.

(Unterschiedliche Buchstaben über den Säulen kennzeichnen statistisch signifikante Unterschiede ( $p < 0,05$ ); Fehlerbalken entsprechen dem 95 %-Konfidenzintervall)

#### 4.2.3 *S. aureus*

*S. aureus* wurde hoch signifikant ( $p = 0,001$ ) häufiger als *E. coli* (3,7 %) bzw. *Enterobacteriaceae* (11,1 %) nachgewiesen. Der Anteil *S. aureus*-positiver Proben belief sich auf 210 (32,3 %; CI: 28 – 35 %). Es waren 23 Ohrenausschnitte (11,0%; CI 7,1 – 16,0 %), 6 Augen (5,7 %; CI: 2,1 – 12,0 %), 27 Augen mit Lidern (25,7 %; CI:

17,7 – 35,2 %) und 154 Spitzbeine (67 %; CI: 60,5 – 73,0 %) betroffen. Die Prävalenz von *S. aureus* lag in Augen mit Augenlidern signifikant höher ( $p < 0,05$ ) als in Augen ohne Lidern. Spitzbeine waren hoch signifikant ( $p < 0,001$ ) häufiger als Augen (mit bzw. ohne Augenlidern) und Ohrenausschnitte *S. aureus*-positiv.

Die ermittelten Keimzahlen lagen in einem Bereich zwischen  $10^2$  und  $7,4 \times 10^4$  KbE/Probe (Tab. 9). Sie lagen in 29 Proben (28 Spitzbeine, 1 Auge mit Augenlidern) über  $5 \times 10^3$  KbE.

Tab. 9: Vergleich der Gehalte an *S. aureus* in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbein-Proben

<b><i>S. aureus</i></b>				
Keimgehalt pro Probe [KbE]	Anzahl der Proben			
	Ohrenausschnitte <sup>1</sup> (n= 210)	Augen <sup>2</sup> (n= 105)	Augen mit Augenlidern <sup>3</sup> (n= 105)	Spitzbeine <sup>4</sup> (n= 230)
$< 10^2$	187	99	78	76
$10^2$	22	6	24	82
$10^3$	1	0	2	61
$10^4$	0	0	1	11

KbE: Koloniebildende Einheiten; 1-3: Gesamte Probe, 4: definiertes Hautstück aus dem Interdigitalspalt (vgl. 3.2.2)

Der Anteil *S. aureus*-positiver Proben lag in der Kategorie „Kleinbetrieb“ bei 30 % und in der Kategorie „Industriebetrieb“ bei 34,3 % (Tab. 10).

Tab. 10: Vergleich der Anzahl *S. aureus*-positiver Proben in Klein- und Industriebetrieben

Betriebskategorie	Anzahl Proben	<i>S. aureus</i> - positiv ( $\geq 10^2$ KbE/Probe)		
		Absolute Anzahl	Relativer Anteil (%)	CI 95 %
Kleinbetrieb	300	90	30,0	24,8 – 35,2 %
Industriebetrieb	350	120	34,3	29,4 – 38,0 %
Gesamt	650	210	32,2	28,5 – 35,5 %

KbE: Koloniebildende Einheiten; CI: Konfidenzintervall

Die *S. aureus*-positiven Proben waren gleichmäßig über alle Betriebe verteilt. Im Durchschnitt lag der Anteil *S. aureus*-positiver Proben bei allen Schlachttechnologien bei ca. 30 % (Abb. 40).

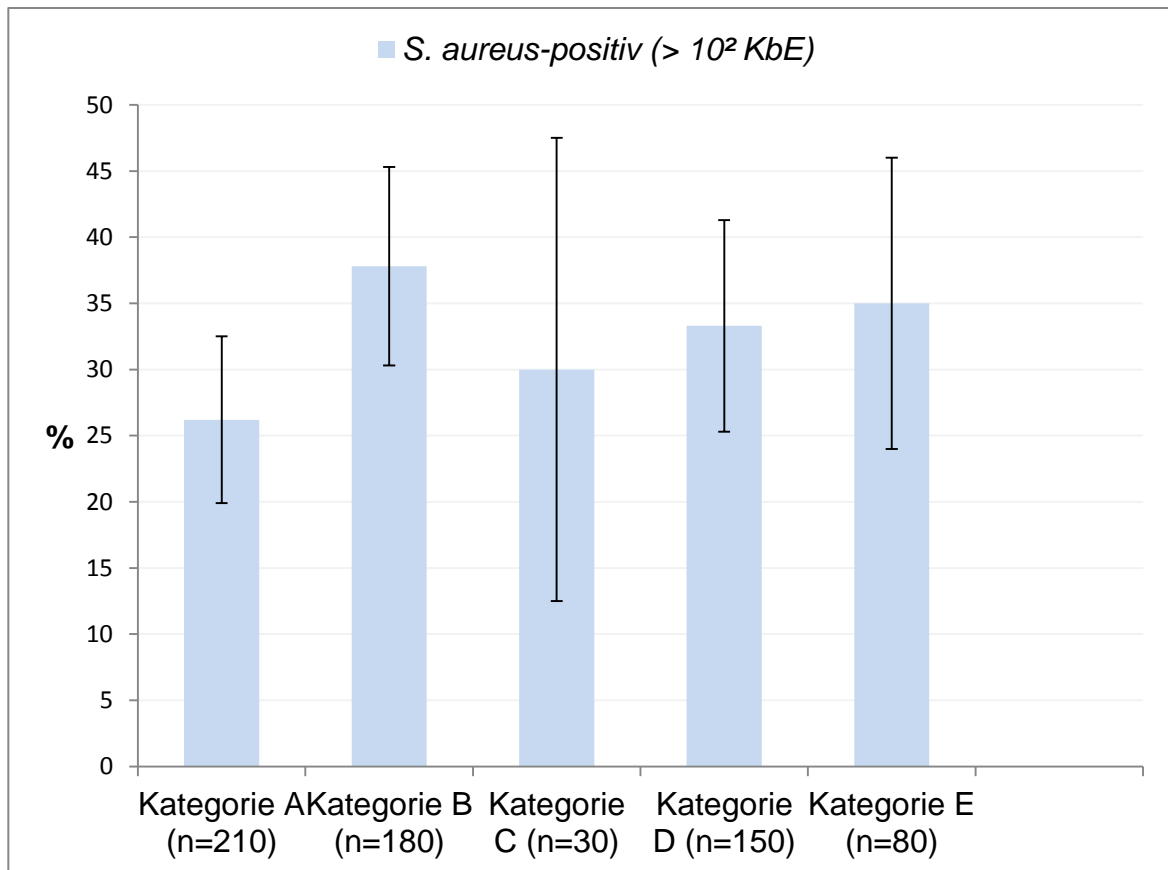


Abb. 40: Anteil (%) *S. aureus*-positiver Proben in Abhängigkeit von der Schlacht-technologie (Fehlerbalken entsprechen dem 95 %-Konfidenzintervall)

Kategorie A: Kombinierte Brüh- und Enthaarungsmaschine, manuelles Abflammen  
 Kategorie B: Kompaktanlage (Bottichbrühen, Enthaaren, Abflammen, horizontal)  
 Kategorie C: Bottichbrühung, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen  
 Kategorie D: Wasserbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen  
 Kategorie E: Kondensationsbrühtunnel, kontinuierliche Enthaarung, vertikaler Flammofen (2fach)

Bei Brühtemperaturen über 65 °C wurden signifikant weniger ( $p < 0,05$ ) *S. aureus*-positive Proben (24,2 %; CI: 16 – 32 %) nachgewiesen als bei niedrigeren Temperaturen (34,2 %; CI: 30 – 38 %). Aufgrund der ähnlich großen Anteile wurden die Temperaturkategorien < 60 °C und 61-64 °C bei der Auswertung zusammengefasst, in der Grafik sind diese getrennt dargestellt (Abb. 41).

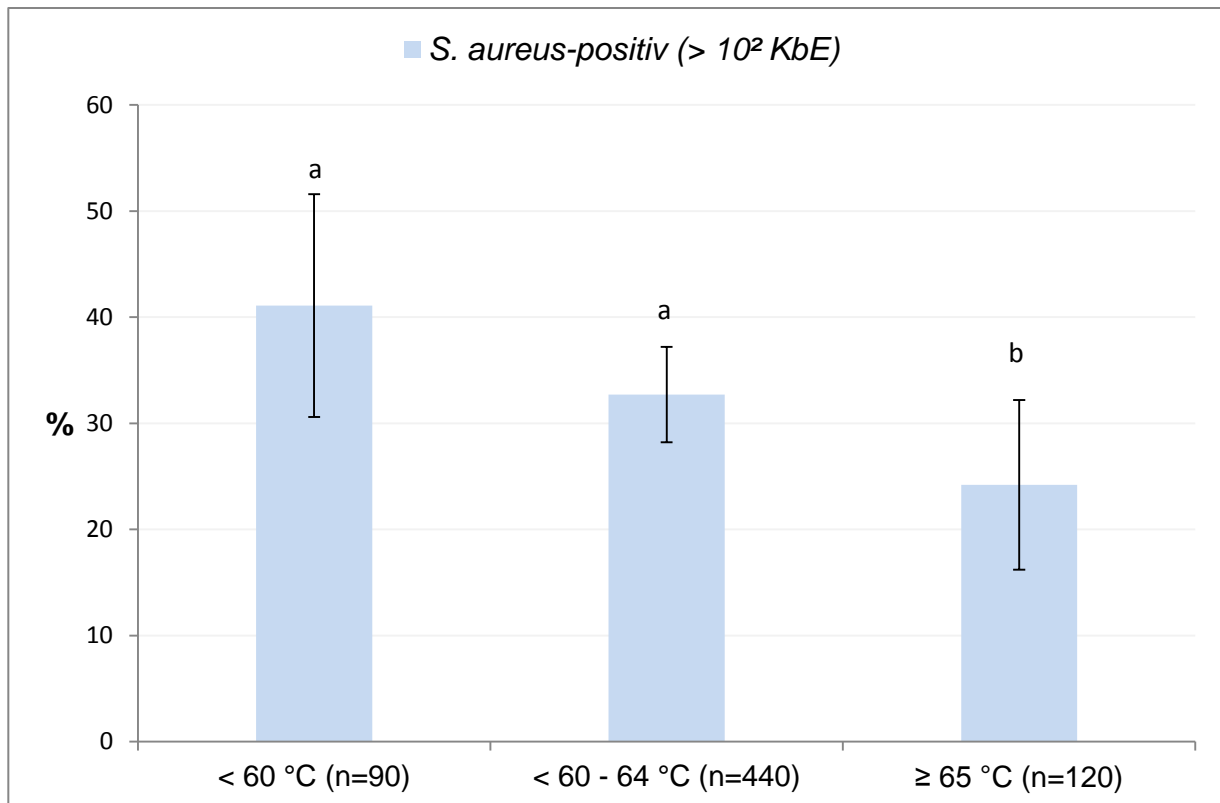


Abb. 41: Anteil (%) *S. aureus*-positiver Proben in Abhängigkeit von der Brühtemperatur (Unterschiedliche Buchstaben über den Säulen kennzeichnen statistisch signifikante Unterschiede ( $p < 0,05$ ); Fehlerbalken entsprechen dem 95 %-Konfidenzintervall)

#### 4.2.4 *Salmonella* spp und *Y. enterocolitica*

Die an 200 Ohrausschnitt-Proben durchgeführten real-time-PCR-Untersuchungen zum Nachweis von *Y. enterocolitica* und *Salmonella* spp. erbrachten negative Ergebnisse.

#### 4.2.5 MRSA

Die weitere Differenzierung von typischen *S. aureus*-Kolonien hinsichtlich der Identifizierung von MRSA-Isolaten war aufgrund der hohen Fallzahlen von *S. aureus*-positiven Spitzbein-Proben von Interesse. Eine statistische Auswertung erfolgte nicht. Es wurden insgesamt 25 der 154 *S. aureus*-positiven Spitzbeinproben nach Durchführung des Koagulase-Tests und Subkultivierung auf das Vorkommen von MRSA untersucht. Alle 25 Proben wurden im Koagulase-Test als Koagulase-positive Staphylokokken bestätigt und einer triple-real-time PCR-Untersuchung zum Nachweis des *pvl*-, *mecA*- und *nuc*-Gens (McDonald et al., 2005) unterzogen. Dabei wurde das



MRSA spezifische *mecA*- und das *nuc*-Gen in 14 Proben nachgewiesen. Das *pvl*-Gen war in keinem der Isolate vorhanden.

### *Resistenzlage*

Die weiterführenden Untersuchungen zum Resistenzverhalten der MRSA-Isolate zeigten, dass 3 bis 9fache Antibiotika-Resistenzen vorhanden waren. Wie in der folgenden Abbildung (Abb. 42) zu erkennen ist, bildeten die MRSA-Isolate mit 6fach Resistenzen (n=10) den größten Anteil.

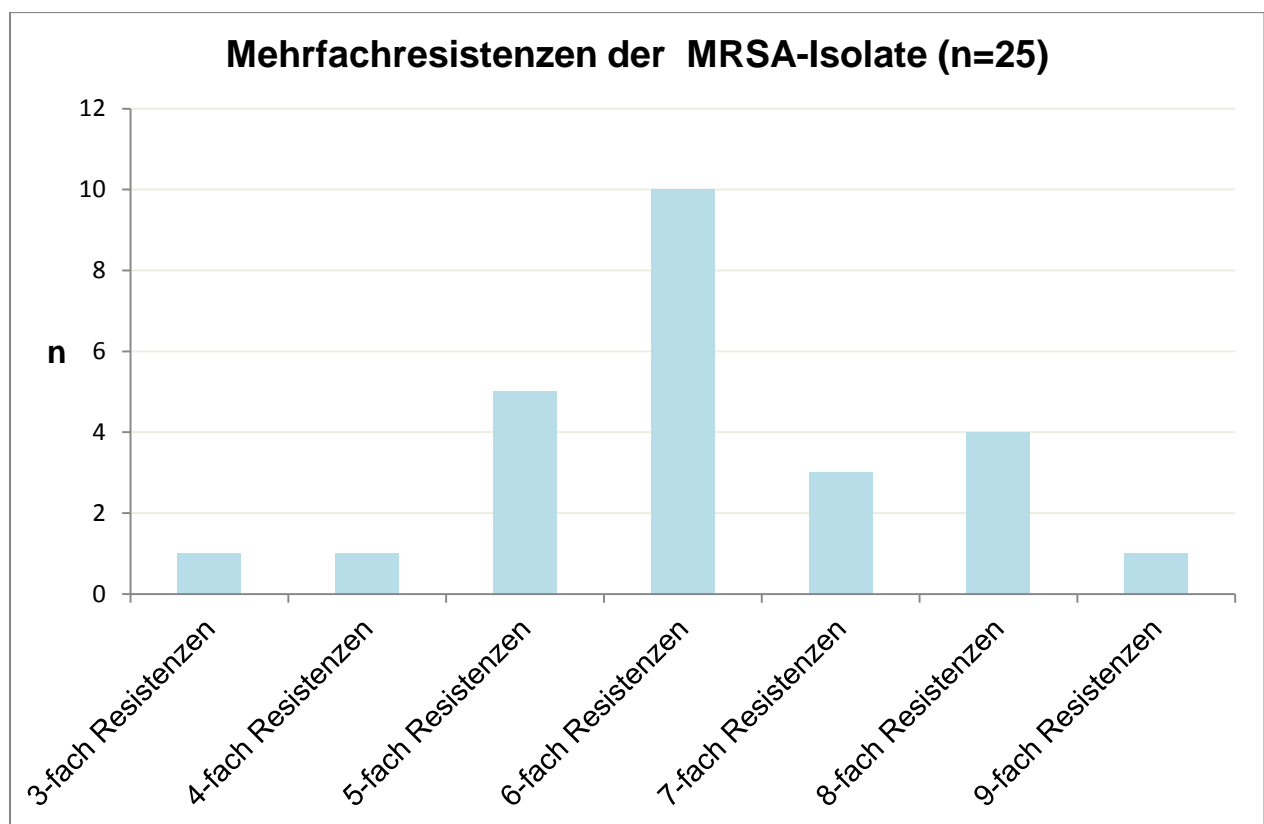


Abb. 42: Häufigkeitsverteilung der Mehrfachresistenzen

Alle MRSA-Isolate zeigten eine Resistenz gegen Ampicillin und Penicillin. Eine Resistenz gegen Colistin wurde in 24, gegen Amoxycillin/Clavulansäure in 23 der 25 Isolate festgestellt. Am häufigsten wurde der Resistenzphänotyp AMP-PEN-AMC-CT-E-MY (n=8) nachgewiesen. Die folgende Tabelle (Tab. 11) zeigt eine Aufstellung der ermittelten Resistenzphänotypen sowie deren Nachweishäufigkeiten.

Tab. 11: Häufigkeitsverteilung der Resistenzphänotypen

<b>Resistenzphänotypen</b>	<b>n absolut</b>
AMP PEN AMC CT E MY	8
AMP PEN AMC CT CAC CFX CFP N	2
AMP PEN AMC CT CAC CFX CFP	2
AMP PEN AMC CT CAC CFX CFP E N	1
AMP PEN AMC CT CAC CFX E N	1
AMP PEN AMC CT CAC CFP E MY	1
AMP PEN AMC CT CFX E MY	1
AMP PEN AMC CFX CFP E	1
AMP PEN AMC CT CFP MY	1
AMP PEN AMC CT CFX	1
AMP PEN AMC CT E MY	1
AMP PEN AMC CT MY	1
AMP PEN AMC CT N	1
AMP PEN AMC CT	1
AMP PEN CT E MY	1
AMP PEN CT	1

AMP: Ampicillin, PEN: Penicillin, AMC: Amoxicillin/Clavulansäure, CT: Colistin, CAC: Cephacetril, CFX: Ubrolexin, CFP: Cefoperazon, E: Erythromycin MY: Lincomycin, N: Neomycin

### 4.3 Einfluss der Abflamntechnik

Aufgrund der Beobachtungen bei der Erfassung der Schlachttechnologie und der mikrobiologischen Ergebnisse wurde ein möglicher Einfluss der jeweils angewandten Abflamntechnik auf die Prävalenz *S. aureus*-positiver Spitzbeinproben untersucht. Zu diesem Zweck wurden die Schlachtbetriebe anhand der Abflamntechnologie in die Kategorien „Manuelles Abflammen“ (7 Betriebe), „Kompaktanlage“ (6 Betriebe) und „Vertikaler Abflamofen“ (7 Betriebe) eingeteilt. Die Auswertung der Ergebnisse zeigte, dass der größte Anteil *S. aureus*-positiver Spitzbeine (44 %; n=67) aus der Kategorie „Vertikaler Abflamofen“ stammte. 32 % (n=49) der *S. aureus*-positiven

Spitzbeinproben waren in einer Kompaktanlage abgeflammt worden. Den geringsten Anteil (25%; n=38) der *S. aureus* positiven Spitzbeinproben bildeten die manuell abgeflamten Proben. Abbildung 43 zeigt die graphische Darstellung dieser Häufigkeitsverteilung.

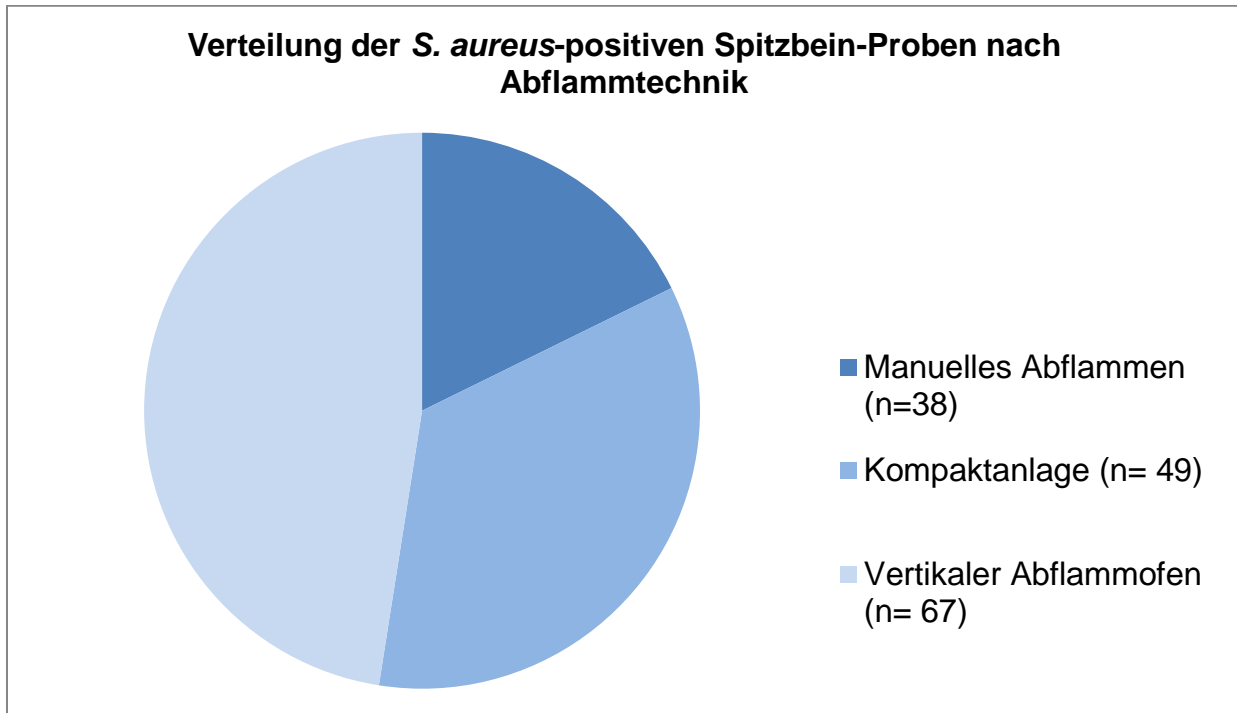


Abb. 43: Anteil *S. aureus*-positiver Spitzbeinproben in Abhängigkeit von der Abflammttechnik

## 5 Diskussion

Die Vermarktung von Schlachtnebenerzeugnissen hat aufgrund der globalen Märkte und steigender Schlachtzahlen an Bedeutung gewonnen (DESTATIS, 2013a). Für viele Schlachtbetriebe ist es von erheblichem wirtschaftlichem Interesse, Nebenprodukte, die in Deutschland keinen Absatz finden, international zu vermarkten und gleichzeitig Kosten für die Entsorgung einzusparen.

Zu den nach aktueller Rechtslage zählenden genießbaren Schlachtnebenerzeugnissen der Schweineschlachtung gehören u.a. Augen, Augenlider, Ohrenausschnitte und Spitzbeine. Vor Inkrafttreten der EU-Hygienevorschriften waren Augen und Ohrenausschnitte vom Schwein gemäß nationaler Fleisch-Hygienevorschriften als nicht geeignet zum Genuss für Menschen zu beurteilen und im Rahmen der Schlachtung zu entfernen. Fleischhygienerechtlich besteht aktuell keine generelle Entfernungspflicht mehr für diese Teile, eine Entfernung erfolgt lediglich im Einzelfall auf Anweisung des amtlichen Tierarztes (vgl. 2.1.1 Literaturteil).

Die Änderung dieser Auffassung im gemeinschaftlichen Hygienerecht führte auch zur Änderung der Vorgaben zur Schnittführung bei der Schweineschlachtung. Diese ist von all den Schlachtbetrieben anzuwenden, die nach Schlachtgewicht abrechnen. Seither sind Augen, Augenlider und Ohrenausschnitte in das an der Waage ermittelte Schlachtgewicht miteinzubeziehen (vgl. 2.1.2 Literaturteil).

Werden diese Schlacht tierkörper teile aufgrund technischer Erfordernisse im Schlachtbetrieb vor der Waage entfernt, sind sogenannte Korrekturfaktoren anzuwenden. Dabei handelt es sich um ein vorgeschriebenes Korrekturgewicht, das dem Schlachtgewicht hinzuzufügen und bei der Gewichts feststellung zu berücksichtigen ist (LFL, 2013).

Wenngleich Augen und Ohrenausschnitte hierzulande als Lebensmittel eine untergeordnete Rolle spielen, so ist der globale Handel mit diesen Schlacht tierkörper teilen, beispielsweise als Bestandteil ganzer Schweineköpfe (F.A.Z., 2013), bei der Sicherstellung der Lebensmittelhygiene und des Verbraucherschutzes nicht zu vernachlässigen. Gleiches gilt für Spitzbeine, die marktordnungsrechtlich nicht oder nur begrenzt relevant sind und deren Entfernung während der Schweineschlachtung nicht den Vorgaben zur Anwendung von Korrekturfaktoren

unterliegt. Spitzbeine sind gemäß geltender Marktordnungs-Vorschriften nur bei Sauen, die mindestens einmal geferkelt haben sowie zur Zucht genutzten Ebern und Altschneidern vor Feststellung des Schlachtgewichts zu entfernen (1. FIGDV, siehe auch 2.1.1 Literaturteil). In vielen Schlachtbetrieben werden die Spitzbeine nach der Gewichtsfeststellung entfernt und ebenfalls als Lebensmittel vermarktet, wobei auch hier vor allem der internationale Handel von wirtschaftlicher Bedeutung ist (F.A.Z., 2013).

Die Änderung der Vorgehensweise gibt Anlass zur Diskussion über die Beibehaltung alter Gebräuchlichkeiten (Entfernung von Augen und Ohrenausschnitten) und deren hygienischer Relevanz. Nach KLEIN (2011) widersprechen das Belassen von Augen und Ohren am Schlachttierkörper und die generelle Beurteilung dieser Schlachttierkörperteile als genusstauglich den Prinzipien des vorbeugenden Verbraucherschutzes. Der Autor hält diesen erheblichen und unnötigen Eintrag in die Lebensmittelkette aus fleischhygienischer Sicht für nicht tolerierbar.

KUNZ und STOLLE (2012) bewerten Augen und Ohrenausschnitte aufgrund eigener Erhebungen generell als unhygienisch und genussuntauglich. Nach Ansicht der Autoren ist eine Einzelfallentscheidung des amtlichen Tierarztes hinsichtlich der Entfernung von Augen und Ohrenausschnitten im Rahmen der Fleischuntersuchung unmöglich und nicht praxisgerecht, da der tatsächliche Keimgehalt der Augen und Ohren durch reine Adspektion durch den amtlichen Tierarzt nicht ermittelt werden kann. Sowohl KLEIN (2011) als auch KUNZ und STOLLE (2012) fordern die generelle Entfernung von Augen und Ohrenausschnitten.

Um eine Grundlage für die Beurteilung der tatsächlichen hygienischen und gesundheitlichen Bedenklichkeit dieser Schlachtnebenprodukte zu schaffen, sind umfassende Untersuchungen zur Feststellung der mikrobiologischen Beschaffenheit dieser Teile erforderlich. Vergleichbare Untersuchungen sind in der wissenschaftlichen Literatur nicht beschrieben. KLEIN (2011) führte im Rahmen einer begrenzten Studie zur Genusstauglichkeit von Augen, Augenlidern und Ohrenausschnitten mikrobiologische Untersuchungen an Tupferproben von 20 Augen und 20 Ohrenausschnitten durch. Dabei umfasste das Untersuchungsspektrum ausschließlich den Nachweis von Hygieneindikatoren (*Enterobacteriaceae* und aerobe mesophile Keimzahl). Aufgrund des relativ geringen Stichprobenumfanges sind diese Ergebnisse

allerdings nicht als Beurteilungsgrundlage für die Genusstauglichkeit von Augen und Ohrenausschnitten geeignet und nur als Orientierung zu werten.

Aus diesem Grunde wurde anhand der eigenen Studie erstmalig versucht, umfassende Erkenntnisse zur mikrobiologischen Beschaffenheit von Augen, Augenlidern, Ohrenausschnitten und Spitzbeinen am Ende des Schlachtvorganges zu gewinnen. Die mikrobiologischen Untersuchungen konzentrierten sich auf die Erfassung der Keimgehalte von *Enterobacteriaceae*, *E. coli*, *S. aureus* sowie des Vorkommens von *Y. enterocolitica* und *Salmonella* spp. in den genannten Schlachtnebenerzeugnissen.

Zudem wurde ein möglicher Einfluss der jeweils angewandten Schlachttechnologie auf den mikrobiologischen Status der Proben untersucht. Um ein möglichst großes Spektrum an Prozessvarianten der Schweineschlachtung zu erhalten, wurden die Proben (210 Ohrenausschnitte, 105 Augen, 105 Augen mit Augenlidern und 230 Spitzbeine) in 20 unterschiedlich großen und unterschiedlich technisch ausgestatteten Schlachtbetrieben Bayerns mit Schlachtzahlen zwischen acht und 2400 Schweinen pro Tag entnommen (vgl. Abschnitt 3). Alle untersuchten Augen waren intakt und wurden entgegen der Beobachtung von KUNZ und STOLLE (2012), die in Abhängigkeit von der Brühtechnik teilweise beschädigte Augen feststellten, während des Brühvorgangs nicht in ihrer Struktur beeinträchtigt. Ebenso war anhand der eigenen Untersuchungen kein Zusammenhang zwischen dem Verschmutzungsgrad der Ohren und der angewandten Brühtechnik, wie von KUNZ und STOLLE (2012) beschrieben, ersichtlich.

Alle 650 Proben wurden auf den Gehalt an *Enterobacteriaceae*, *E. coli* und *S. aureus* untersucht. In Abhängigkeit vom Probenmaterial wurden dabei teilweise signifikant unterschiedliche Ergebnisse erzielt. Während Augen die geringste mikrobiologische Kontamination aufwiesen, gefolgt von Augen mit anhaftenden Augenlidern und Ohrenausschnitten, waren Spitzbeine am häufigsten kontaminiert und teilweise mit sehr hohen Keimgehalten belastet. Auffällig war die relativ hohe Prävalenz von *S. aureus* bei Augen mit Augenlidern und Spitzbeinen (26 % bzw. 67 %).

Die infolgedessen bei einigen Spitzbeinen (n=25) durchgeführten Untersuchungen zum Nachweis von MRSA zeigten, dass über 50 % der Proben MRSA-positiv waren und dass die Isolate vereinzelt Mehrfachresistenzen gegen bis zu neun verschiedene Antibiotika aufwiesen (vgl. Abschnitt 4).

Signifikante Unterschiede wurden auch bei der Häufigkeitsverteilung der verschiedenen Keime beobachtet. So wurde *E. coli* unabhängig vom Probenmaterial am seltensten nachgewiesen (3,3 %). Zu ähnlichen Resultaten gelangten 2009 LENAHAAN et al., die in vier verschiedenen Schlachtbetrieben am Ende des Schlachtbandes Tupferproben von Schweineschlachttierkörpern nahmen und in keiner Probe *E. coli* feststellen konnten.

Aufgrund des vernachlässigbar geringen Vorkommens ist davon auszugehen, dass der Erreger hinsichtlich der Kontamination der untersuchten Schlachttierkörperteile bei guter Schlachthygiene und entsprechenden Brühtemperaturen ( $> 64\text{ }^{\circ}\text{C}$ ) eine untergeordnete Rolle spielt.

*Salmonella* spp. und *Y. enterocolitica* wurden in dieser Untersuchung in keiner der 210 Ohrproben nachgewiesen. Dieses Ergebnis steht in Einklang mit den Erhebungen der EFSA zum Vorkommen von *Salmonella* spp. und *Y. enterocolitica* bei Schweineschlachttierkörpern bzw. in Schweinefleisch. Demnach betrug der Anteil *Salmonella*-positiver Schweineschlachttierkörper im Jahr 2011 0,6 % ( $n=43\ 010$ ). *Y. enterocolitica* wurde nach Angaben der EFSA bei 0,3 % ( $n=1\ 146$ ) der untersuchten Schweinefleischproben nachgewiesen (EFSA & ECDC, 2013).

Die Vergleichbarkeit der eigenen Ergebnisse mit den Ergebnissen anderer Autoren ist zum einen aufgrund der geringen Anzahl vergleichbarer Studien und zum anderen wegen der unterschiedlichen Probenahmetechniken sehr eingeschränkt.

Zahlreiche Studien beschäftigen sich mit dem Keimgehalt an anderen Stellen der Schlachttierkörperoberfläche (SCHERTENLEIB et al., 2011, SPESCHA et al., 2006, ZWEIFEL et al., 2007). Da sich die meisten Autoren, die sich mit der mikrobiologischen Untersuchung von Schlachttierkörpern befassen, hinsichtlich der Probenahmelokalisation und -technik an den entsprechenden rechtlichen Vorgaben orientieren, liegen Ergebnisse in der wissenschaftlichen Literatur überwiegend für diese Schlachttierkörperstellen vor. Dabei handelt es sich bei Schweineschlachttierkörpern meist um Tupferproben von Hals, Brust, Bauch und Schinken. Diese beziehen sich in der Regel auf einen begrenzten Ausschnitt der Hautoberfläche ( $\text{cm}^2$ ), während mit den Verfahren dieser Arbeit die Keimzahlen der gesamten Probenoberfläche bestimmt wurden. Da in der eigenen Studie mit Abschwemmproben gearbeitet wurde, sind höhere Keimzahlen nicht überraschend und erklären sich durch diese technischen Unterschiede. Dabei wurde bewusst mit der

Abschwemmtechnik gearbeitet, da hier eine im Vergleich zu Tupferproben bessere Aussage zum Keimgehalt der gesamten Probenoberfläche getroffen werden kann.

Eine präzise Umrechnung der eigenen Ergebnisse in KbE/cm<sup>2</sup> ist aufgrund der Ausgestaltung und der anatomischen Struktur der Probenoberfläche (Augen, Augenlider mit Falten, Gehörgang) nicht möglich. Aus diesem Grund dienen Erhebungen anderer Autoren zum Keimgehalt an anderen Schlachttierstellen als Orientierung, ein direkter Vergleich der Keimzahlen ist nicht möglich.

Ebenso sind aus diesem Grund die Grenzwerte der VO (EG) Nr. 2073/2005 hinsichtlich des Vorkommens von *Enterobacteriaceae* auf Schweineschlachtkörpern nicht anwendbar, da sich diese jeweils auf cm<sup>2</sup> der Schlachttierkörperoberfläche beziehen.

Die Beurteilung der Ergebnisse erfolgte daher teilweise in Anlehnung an die von der DGHM empfohlenen Richt- und Warnwerte für rohes Schweinefleisch (vgl. Abschnitt 3). Diese beziehen sich jeweils auf ein Gramm der Probe und waren anwendbar, wenn der Keimgehalt der Probe unterhalb des entsprechenden Wertes lag und das Gewicht der Probe über ein Gramm betrug. Da das Gewicht in allen Proben über einem Gramm lag, war die Berücksichtigung der Werte in vielen Fällen möglich. Allerdings sind Abweichungen von diesen Richt- und Warnwerten als Hinweis und nicht als endgültiges Beurteilungskriterium zu sehen, da die Richt- und Warnwerte für frisches Fleisch im Einzelhandel, das direkt an den Verbraucher abgegeben wird, angenommen werden und daher nur begrenzt auf die untersuchten Schlachtnebenprodukte anwendbar sind.

Wie die Ergebnisse zeigen, sind Augen ohne Augenlider nur vereinzelt mit *Enterobacteriaceae* (5,7 %), *E. coli* (1 %) und *S. aureus* (5,7 %) kontaminiert. Der Keimgehalt an *Enterobacteriaceae* ( $10^2$  -  $2 \times 10^2$  KbE/Probe), *E. coli* ( $10^2$  -  $6 \times 10^2$  KbE/Probe) und *S. aureus* ( $10^2$  -  $4 \times 10^2$  KbE/Probe) befand sich mit Ausnahme eines Ausreißers in allen positiven Proben unterhalb der von der DGHM empfohlenen Richtwerte für rohes Schweinefleisch (vgl. Abschnitt 3). Augen können somit als mikrobiologisch unbedenklich angesehen werden.

Augen mit anhaftenden Augenlidern unterschieden sich hinsichtlich der mikrobiologischen Beschaffenheit gegenüber Augen ohne Augenlidern lediglich hinsichtlich der Nachweishäufigkeit (26 %, n=105) und des Keimgehaltes von *S.*



*aureus*. Der Keimgehalt lag mit Ausnahme einzelner Ausreißer unterhalb des Richtwertes der DGHM (vgl. Abschnitt 3). Über 80 % der positiven Proben wiesen einen Keimgehalt zwischen  $10^2$  und  $3 \times 10^2$  KbE/Probe auf. Das gegenüber Augen deutlich erhöhte Vorkommen von *S. aureus* bei Augen mit Augenlidern ist auf die Anwesenheit des Erregers auf der Haut bzw. auf die besondere anatomische Beschaffenheit dieses Bereiches der Schweinehaut zurückzuführen.

Aufgrund der Tatsache, dass *S. aureus* regelmäßig auf der Haut von Mensch und Tier vorkommt, ist davon auszugehen, dass der Keim vor der Schlachtung bzw. vor dem Brühvorgang auf nahezu allen Tierkörpern vorhanden ist. Entsprechende Ergebnisse wurden von verschiedenen Autoren veröffentlicht (ZWEIFEL et al., 2007; SPESCHA al., 2006). Wie verschiedene Untersuchungen belegen, kann sich der Keim in tiefere Hautschichten (Talgdrüsen, Schweißdrüsen, Haarfollikel; Abb. 15 und 16) zurückziehen (KIENITZ, 1964, OTTO, 2010, TEN BROEKE-SMITS et al., 2010). Auf diese Weise kann der Erreger beispielsweise den Brühvorgang überleben (KASPROWIAK, 1988).

Diese Tatsache ist bei den Augenlidern in Betracht zu ziehen, in denen sich beim Schwein anstatt der Meibom-Drüsen große Talgdrüsen befinden (MONTAGNA & YUN, 1964) (Abb. 17). Möglicherweise ist dies ein Habitat für *S. aureus*. Der Bindehautsack kommt ebenfalls als Nische für das Überleben des Erregers in Betracht, da dieser Bereich aufgrund der anatomischen Struktur schwer zugänglich ist für schlachttechnologische Prozessschritte wie z.B. den Brüh- oder Abflammvorgang.

Betrachtet man allerdings die Nachweishäufigkeiten von *S. aureus* an anderen Schlacht tierkörperstellen, so fällt auf, dass diese sich nicht wesentlich von den eigenen Ergebnissen unterscheiden. Im Vergleich zu der von SCHRAFT et al. (1992) bei gekühlten Schweine-Hintervierteln (22,7 %, n= 4357) und von NARUCKA (1979) bei Schweineköpfen unmittelbar nach der Schlachtung (35 %, n=52) ermittelten Prävalenz von *S. aureus* lag diese bei Augenlidern in einer ähnlichen Größenordnung (25,7 %, n= 105). Die Keimzahlen lagen in den Untersuchungen von SCHRAFT et al. (1992) bei 89 % der positiven Proben in einem Bereich zwischen 10 und  $10^3$  KbE/cm<sup>2</sup> und bei NARUCKA (1979) zwischen 10 und  $8,8 \times 10^3$  KbE/g. Wie weiter oben aufgeführt, sind diese Werte aufgrund der unterschiedlichen Bezugsgrößen nicht mit den eigenen Ergebnissen vergleichbar. Aufgrund der Tatsache, dass sich die eigenen

Ergebnisse auf die gesamte Probenoberfläche beziehen, ist allerdings davon auszugehen, dass der Keimgehalt der Augenlider niedriger liegt.

Gleiches gilt in diesem Zusammenhang für den Keimgehalt der Ohrenausschnitte. Diese werden zwar aufgrund der Struktur des Gehörgangs im Rahmen des Brüh- und Abflammvorgangs als schlecht zugänglich angesehen, die Ergebnisse dieser Untersuchung zeigen aber, dass die mikrobiologische Kontamination von Ohrenausschnitten aufgrund der Nachweishäufigkeit und des Keimgehaltes als gering anzusehen ist. So waren 8,1 % (n=210) der Ohrenausschnitte *Enterobacteriaceae*-positiv und wiesen in 82 % der Fälle Keimzahlen zwischen  $10^2$  und  $10^3$  KbE/Probe auf. Drei Proben lagen zwischen  $10^3$  und  $8,8 \times 10^3$  KbE/Probe. Verglichen mit den Ergebnissen von ZWEIFEL et al. (2007), die in zwei Betrieben bei jeweils 100 Schlachttierkörperhälften u.a. die Prävalenz von *Enterobacteriaceae* an mehreren Schlachtprozessstufen untersuchten und den Erreger am Schlachtbandende an Hals (36 bzw. 85 %), Brust (26 bzw. 71 %), Bauch (26 bzw. 69 %) und Schinken (18 bzw. 74 %) nachwiesen, wurden *Enterobacteriaceae* bei Augen, Augen mit Augenlidern und Ohrenausschnitten deutlich seltener nachgewiesen. Möglicherweise sind diese Regionen aufgrund ihrer Lokalisation einer Rekontamination mit *Enterobacteriaceae*, z. B. bei Anwendung einer Peitschenwaschmaschine (SNIJDERS et al., 1981), weniger stark ausgesetzt als die anderen Schlachttierkörperstellen. Grundsätzlich kann es vor allem bei der Ausweidung der Schlachttierkörper durch die Verletzung von Eingeweiden zur Kontamination der Schlachttierkörperoberfläche mit *Enterobacteriaceae* und über Messer und Hände zu einer Kreuzkontamination kommen (GERATS et al., 1981).

Die Ergebnisse von KLEIN (2011), der den Gehalt an *Enterobacteriaceae* und die aerobe mesophile Gesamtkeimzahl in 20 Augen und 20 Ohren mittels Tupferproben bestimmt und dabei vereinzelt Keimzahlen über  $\log 5$  KbE/cm<sup>2</sup> festgestellt hatte, beziehen sich auf einen begrenzten Probenausschnitt. Es ist davon auszugehen, dass die eigenen Werte deutlich niedriger liegen.

Der Keimgehalt an *S. aureus* lag mit Ausnahme eines Ausreißers ( $2,25 \times 10^3$  KbE/Probe) bei den positiven Proben (11 %, n= 210) unterhalb des Richtwertes der DGHM (vgl. Abschnitt 3). Die Nachweishäufigkeit lag somit niedriger als von SCHRAFT et al. (1992) am Hinterschinken und von NARUCKA (1979) bei

Schweineköpfen sowie von KASPROWIAK (1988) bei Schweine-Schwarten (50 %, n=16, durchschnittlicher Keimgehalt:  $1,7 \times 10^3$  KbE/g) festgestellt.

Wenngleich die Ergebnisse anderer Autoren aufgrund der unterschiedlichen Probenahmetechnik und -lokalisation nicht direkt vergleichbar sind mit den eigenen Ergebnissen und daher nur zur Orientierung dienen, ist ersichtlich, dass Augen und Ohrenausschnitte nicht häufiger und nicht in höherem Maße mit *Enterobacteriaceae* und *S. aureus* kontaminiert sind als andere Schlachttierkörperstellen. Die Forderung nach einer generellen Entfernungspflicht dieser Schlachttierkörperteile ist daher aus mikrobiologischer Sicht nicht gerechtfertigt. Somit ist die Anwendung von Korrekturfaktoren im Falle der Entfernung dieser Teile gerechtfertigt.

Spitzbeine unterliegen nicht den Bestimmungen zur Anwendung von Korrekturfaktoren und sind aufgrund des globalen Handels für viele Schlachtbetriebe von wirtschaftlicher Bedeutung. Da vergleichbare Untersuchungen zum Keimgehalt von Spitzbeinen in der wissenschaftlichen Literatur nicht vorliegen, geben die im Rahmen dieser Arbeit durchgeführten Untersuchungen erstmals Aufschluss über die mikrobiologische Beschaffenheit dieser Schlachtnebenprodukte. Die Ergebnisse zeigen, dass die Region zwischen den Zehen der Schweine häufig insbesondere mit *S. aureus* kontaminiert ist (67%, n=230) und dass es sich dabei oftmals auch um MRSA handeln kann.

*Enterobacteriaceae* (18,7 %) und *E. coli* (6,5 %) wurden zwar häufiger als bei Augen, Augen mit Augenlidern und Ohrenausschnitten nachgewiesen, die Keimzahlen befanden sich allerdings mit Ausnahme weniger Ausreißer unterhalb des entsprechenden DGHM-Richtwertes für rohes Fleisch. Der Anteil *Enterobacteriaceae*-positiver Spitzbeinproben lag in einer ähnlichen Größenordnung wie von SCHERTENLEIB et al. (2011) an Brust (24 %), Rücken (12 %) und Schinken (18 %) und etwas niedriger als von den Autoren am Hals (30 %) (n=50) festgestellt. Die Kontamination von Spitzbeinen mit *Enterobacteriaceae* und *E. coli* ist daher aufgrund der niedrigen Keimzahlen als unproblematisch anzusehen.

Im Gegensatz dazu wurden *S. aureus* in dieser Untersuchung bei Spitzbeinen am häufigsten nachgewiesen (67 %, n=230). Dabei wiesen 61 Proben einen Keimgehalt von  $10^3$  -  $10^4$  KbE/Probe und elf Proben von bis zu  $7,4 \times 10^4$  KbE/Probe auf. Zu berücksichtigen ist, dass sich der Keimgehalt hier nicht auf die gesamte Probenoberfläche sondern auf ein definiertes Hautstück der Probe mit einem

durchschnittlichen Gewicht von 2-3 g bezieht. Eine Anlehnung an die Richtwerte der DGHM gestaltet sich hier schwierig, da der Keimgehalt bei 28 Proben über  $5 \times 10^3$  KbE/Probe lag und, wie schon zuvor angemerkt, keine präzise Umrechnung in KbE/g möglich ist. Dennoch ist davon auszugehen, dass der Keimgehalt in der Mehrzahl dieser Proben höher lag als der Warnwert ( $5 \times 10^3$  KbE/g).

Spitzbeine waren häufiger mit *S. aureus* kontaminiert als andere Schlachttierkörperstellen. Die Nachweishäufigkeit lag hier höher als in den weiter oben aufgeführten Untersuchungen von SCHRAFT et al. (1992), NARUCKA (1979) und KASPROWIAK (1988). Das relativ hohe Vorkommen MRSA-positiver Spitzbein-Proben (56 %, n=25) entspricht in etwa der Herdenprävalenz von MRSA in deutschen Schweinemastbetrieben (52 %) und liegt deutlich über der im Rahmen des nationalen Zoonosemonitorings ermittelten Prävalenz von MRSA in frischem Schweinefleisch (11,7 %) bzw. über der von BENEKE et al. (2011) auf Schlachttierkörperoberflächen beobachteten Nachweishäufigkeit (6 %).

Um festzustellen, ob es sich dabei um Nutztier-assoziierte (primäre Kontamination) oder um Menschen-assoziierte (sekundäre Kontamination) MRSA-Stämme handelt, sind weiterführende Untersuchungen zur Differenzierung der Isolate notwendig. Wenngleich aufgrund des geringen Stichprobenumfangs bei der Untersuchung auf MRSA keine allgemeingültige Aussage zum Kontaminationsgrad von Spitzbeinen mit MRSA getroffen werden kann, zeigen die Ergebnisse, dass der (globale) Handel mit diesen Schlachtnebenprodukten die Gefahr der MRSA-Verschleppung und somit des „MRSA-Tourismus“ birgt.

Für die im Vergleich zu den anderen Probenahmestellen hohe Prävalenz von *S. aureus* bei Spitzbeinen kommen verschiedene Erklärungen in Betracht. Grundsätzlich ist zu berücksichtigen, dass der Keim regelmäßig auf bzw. in der Haut (KASPROWIAK, 1988) nachzuweisen ist. ZWEIFEL et al. (2007) wiesen Koagulase-positive Staphylokokken nach dem Entbluten bei nahezu 100 % der untersuchten Schlachttierkörper nach (n= 200). Da die Schweinehaut im Bereich des Interdigitalspaltes nicht nur Falten bildet sondern nach MONTAGNA & YUN (1964) auch sehr dick ist, ist es möglich, dass der Keim neben dem Brühvorgang auch die Hitzeeinwirkung beim Abflammen sowohl in den Hautfalten als auch in den tiefen Hautschichten überlebt.

Zudem sind weitere schlachttechnologische Zusammenhänge in Betracht zu ziehen. Einen betriebsspezifischen Effekt der Prozessstufen auf die Prävalenz Koagulase-positiver Staphylokokken stellten ZWEIFEL et al. (2007) fest. Die Autoren untersuchten in zwei Schlachtbetrieben an unterschiedlichen Prozessstufen u. a. die Prävalenz von Koagulase-positiven Staphylokokken (CPS) auf der Oberfläche verschiedener Hautstellen von 200 Schlachtschweinen. Dabei zeigten die Ergebnisse signifikante Unterschiede zwischen den Betrieben. Im Gegensatz dazu ergaben sich bei den eigenen Untersuchungen keine Hinweise auf schlachttechnologisch bedingte Unterschiede hinsichtlich der Kontamination von Spitzbeinen mit *S. aureus*. Die Nachweishäufigkeit *S. aureus*-positiver Spitzbeine lag in allen Schlachtbetrieben in etwa bei 30 %.

Obwohl *S. aureus*-positive Proben insgesamt gleichmäßig über alle Betriebe verteilt waren und kein Hinweis für einen schlachttechnologischer Einfluss auf die Ergebnisse erkennbar war, zeigte die isolierte Betrachtung des Abflammprozesses im Rahmen der Auswertung der Ergebnisse, dass der größte Anteil *S. aureus*-positiver Spitzbeine aus der Kategorie „vertikaler Abflammpöfen“ stammte (vgl. Abschnitt 4). Wie während der Dokumentation der Schlachttechnologie anhand von Foto- und Filmmaterial beobachtet wurde, bedingt die bauliche Konstruktion der meisten vertikalen Abflammpöfen, dass die Spitzbeine zwischen den Flammdüsen durchgeführt und aufgrund dessen nicht ausreichend von der Hitzeeinwirkung erfasst werden (Abb. 29). Diese Tatsache erklärt möglicherweise die im Vergleich zu den anderen Betrieben gleichermaßen hohe Nachweishäufigkeit von *S. aureus*-positiven Spitzbein-Proben in einem Betrieb (15), in dem die Schlachttierkörper nach der Passage eines vertikalen Abflammpofens anschließend zusätzlich durch einen zweiten vertikalen Abflammpofen geführt wurden. Während Spitzbeine nach eigener Beobachtung bei der Passage eines vertikalen Abflammpofens in der Regel nicht ausreichend von den Flammen erfasst werden, wurde von RASCH et al. (1978) an anderen Schlachttierkörperstellen eine effektivere Hitzeeinwirkung beobachtet. In Untersuchungen von RASCH et al (1978) lag der Anteil *S. aureus*-positiver Schlachttierkörper (Probenahmestellen: Hinterviertel, Nacken, seitliche Brustwand, Flanke und Brustbereich) bei der Anwendung eines vertikalen Abflammpofens um 50 % niedriger als bei der manuell oder in einer Kompaktanlage durchgeführten Abflammung. Dieses im Gegensatz zu den eigenen Untersuchungen stehende Ergebnis ist möglicherweise auf die stärkere Exposition der von den Autoren untersuchten Probenahmelokalisationen

zurückzuführen. Eine je nach Körperregion unterschiedlich intensive Abflammung wurde ebenfalls von KAMPELMACHER et al. (1961) und ZWEIFEL et al. (2007) sowie von GILL und BRYANT (1992) als ursächlich für unterschiedlich stark mikrobiologisch kontaminierte Schlachttierkörperstellen angesehen. Dabei ließen die Ergebnisse der Autoren u.a. auf eine stärkere Exposition der vorderen Schlachttierkörperregion (Kopf- und Schulterbereich) (KAMPELMACHER, 1961) sowie des Brustbereiches (ZWEIFEL et al., 2007) schließen.

Der Anteil *S. aureus*-positiver Spitzbeinproben, die in Kompaktanlagen abgeflammt wurden, lag bei 32 % (49). Das Vorkommen von *S. aureus* auf Schlachttierkörperoberflächen lag in den Untersuchungen von SPESCHA et al. (2006) unmittelbar nach dem Abflammen in einer Kompaktanlage zum kombinierten Enthaaren und Abflammen bei 100 %. In kombinierten Enthaarungs- und Abflammmaschinen, in denen sich die Gliedmaßen der Schweine, insbesondere deren Enden, während der Rotation meist am weitesten von der Flamme entfernt befinden und nur für einen sehr kurzen Moment von den Flammen erfasst werden (Abb. 31), ist die Hitzeeinwirkung auf die Spitzbeine ebenfalls als unzureichend anzusehen. Bei der manuellen Abflammung variierte die Abflammdauer in den Schlachtbetrieben, oftmals wurden die Gliedmaßenenden hier ebenfalls nur sehr kurz abgeflammt.

Eine sekundäre Kontamination der Spitzbeine mit *S. aureus* während der Bearbeitung der Schlachttierkörper auf dem Brühltisch über die Hände der Schlachthofmitarbeiter oder über Zerlegehandschuhe (beispielsweise beim Wenden der Schlachtkörper durch Fassen der vorderen Spitzbeine, s. Abb. 27 und 28) ist ebenso als Kontaminationsmöglichkeit in Betracht zu ziehen. Aufgrund des Vorkommens von *S. aureus* im Nasen-Rachen-Raum der meisten Schweine (KUSCH, 1978) ist zudem eine Kontamination der vorderen Spitzbeine mit dem Erreger durch herabtropfendes Blut bzw. durch direkten Kontakt mit dem vorderen Teil des Geschlinges bei dessen Entnahme nicht auszuschließen (Abb. 34).

Im Bereich der vorderen Spitzbeine, die mit dem Kopf den tiefsten Punkt des Schlachttierkörpers darstellen, kommt es im Verlauf des Schlachtprozesses grundsätzlich zur Ansammlung von abtropfendem Wasser und somit möglicherweise zur Kontamination mit Mikroorganismen. Eine Kreuzkontamination durch das Entlangschleifen der vorderen Spitzbeine an Gummistiefeln und Gummischürzen der Schlachthofmitarbeiter sowie am Gehäuse des Abflammofens oder an

Arbeitspodesten ist daher nicht auszuschließen (Abb. 30, 32, 33). Um den Ursprung der Kontamination von Spitzbeinen mit *S. aureus* zu ermitteln, sind weiterführende mikrobiologische Untersuchungen erforderlich.

Aufgrund des großen Spektrums an Prozessvarianten wurde neben dem Abflammprozess auch ein möglicher Einfluss der Betriebsgröße und der Brühtemperatur auf das Vorkommen positiver Proben untersucht. Dabei war ein Einfluss der Brühtemperatur auf das Vorkommen von *Enterobacteriaceae* und *E. coli* ersichtlich. *Enterobacteriaceae* wurden bei Brühtemperaturen unter 60 °C signifikant häufiger nachgewiesen als bei Brühtemperaturen über 60 °C. Tageszeitliche Schwankungen der Nachweishäufigkeit *Enterobacteriaceae*-positiver Proben in einem Betrieb, wie in der Untersuchung beobachtet, können durch unterschiedliche Faktoren bedingt sein, u. a. ggf. auch durch eine Schwankung der Brühtemperatur. *E. coli* wurde bei Brühtemperaturen ab 65 °C nicht nachgewiesen. Die Wahrscheinlichkeit des Vorkommens *S. aureus*-positiver Proben sank erst bei Brühtemperaturen ab 65 °C. Diese Ergebnisse sind Hinweis auf die Temperaturempfindlichkeit der Erreger und deren Bedeutung bei der Temperaturführung beim Brühvorgang. Auffällig war in diesem Zusammenhang, dass *E. coli* positive Proben in Industriebetrieben signifikant häufiger vorkamen als in Handwerksbetrieben. Als Ursache hierfür ist die Anwendung entsprechend hoher Brühtemperaturen (> 65 °C) in etwa 40 % der Handwerksbetriebe zu sehen.

Bei der vergleichenden Betrachtung der Schlachttechnologie-Kategorien zeigten sich zwar deutliche Unterschiede bei den relativen Anteilen *E. coli*-positiver Proben, allerdings war bei den absoluten Zahlen positiver Proben kein wesentlicher Unterschied zwischen den Schlachttechnologien erkennbar. Diese Beobachtung ist auf die insgesamt niedrige Anzahl *E. coli*-positiver Proben zurückzuführen.

### Schlussfolgerungen

Anhand der Nachweishäufigkeiten und der ermittelten Keimzahlen zeigte sich, dass der Kontaminationsgrad von Augen, ohne bzw. mit Augenlidern und Ohren ausschnitten als gering anzusehen ist. Als präventive Maßnahmen gegen eine Kontamination bzw. Kreuzkontamination mit *Enterobacteriaceae* sind neben der fachgerechten Ausweidung ohne Verletzung der Innereien, die Anwendung entsprechend hoher Brühtemperaturen (> 60 °C) und die regelmäßige Zwischenreinigung von Gummischürzen, Stiefeln, Gerätschaften und Arbeitspodesten sowie

das Vermeiden unnötiger Kontaminationen durch das Berühren der Schlachttierkörper anzusehen.

Die Ergebnisse zeigen, dass Spitzbeine im Vergleich zu den anderen Probenahmestellen nicht ausreichend durch schlachttechnologische bzw. hygienisierende Prozessschritte erfasst werden und aufgrund dessen häufig insbesondere mit *S. aureus* kontaminiert sind. Um zu klären, ob diese Kontamination primär oder sekundär bedingt ist, sind weiterführende Untersuchungen, beispielsweise in Form von Stufenkontrollen vor und im Verlauf der Schlachtung, erforderlich. Vor allem im Bereich des faltenreichen Interdigitalspaltes ist dabei auf die Einbeziehung der tieferen Hautschichten zu achten.

Unabhängig vom Ursprung der Kontamination ist die Anwendung hoher Brühtemperaturen ( $> 65\text{ °C}$ ) sowie eine Optimierung des Abflammprozesses vor allem im Bereich der vorderen Spitzbeine empfehlenswert. Dabei sind die bauliche Konstruktion vertikaler Flammöfen bzw. kombinierter Enthaarungs- und Abflammmaschinen dahingehend zu gestalten, dass eine ausreichende Hitzeeinwirkung an den Gliedmaßenenden, insbesondere an den schwer zugänglichen Stellen des Interdigitalspaltes, gewährleistet ist. Dies ist in vertikalen Flammöfen beispielsweise durch die entsprechende Anordnung bzw. Einstellung der Flammdüsen oder die Verwendung von Rohrbahn-Doppelgleithaken zu erreichen, welche eine Drehung des Schlachttierkörpers und somit eine intensivere Hitzeinwirkung an den Spitzbeinen ermöglichen. Alternativ bietet sich das gezielte, intensive Abflammen der Gliedmaßenenden mithilfe eines manuellen Abflammgerätes nach dem Durchlaufen von vertikalen Abflammöfen an. Dies ist auch im Anschluss an das Abflammen in kombinierten Enthaarungs- und Abflammmaschinen zu empfehlen. In handwerklich organisierten Betrieben, in denen das Abflammen grundsätzlich manuell durchgeführt wird, ist auf eine entsprechend intensive Abflammung der Spitzbeine zu achten.

Ein nicht vernachlässigbarer Grund für Kreuzkontaminationen liegt in den manuellen Tätigkeiten, daher ist eine angemessene Händehygiene der Schlachthofmitarbeiter von großer Bedeutung. Da die Haut vor der Verarbeitung der Spitzbeine zumeist nicht entfernt wird, sind vorbeugende Maßnahmen gegen eine Kreuzkontamination bzw. eine Verschleppung der Keime zu empfehlen. In erster Linie ist dies durch das regelmäßige Auswechseln sowie die Reinigung und Desinfektion von Messern, Schneidbrettern und Gerätschaften in Schlacht- und Fleischverarbeitungsbetrieben zu



erreichen (SCHRAFT et al., 1992). Eine gemeinsame offene Lagerung und der Kontakt von Spitzbeinen mit anderen Lebensmitteln (z. B. in der Kühlung oder als Thekenware in Metzgereien) sollte vermieden werden. Aufgrund der Fähigkeit des Erregers, Haut und Hautwunden zu kolonisieren (FETSCH et al., 2009), ist eine Übertragung von *S. aureus* während des Behandelns bzw. der Lagerung und Verarbeitung von kontaminierten Spitzbeinen nicht auszuschließen.

Wenngleich aufgrund des relativ kleinen Stichprobenumfangs bei der Untersuchung auf MRSA weitere Untersuchungen erforderlich sind, um eine allgemeingültige Aussage zur Kontamination von Spitzbeinen mit MRSA treffen zu können, deuten die Ergebnisse darauf hin, dass die Vermarktung von Spitzbeinen zur Verschleppung von MRSA beiträgt und dass der globale Handel mit diesen Schlachttierkörperteilen als „MRSA-Tourismus“ anzusehen ist.

## Zusammenfassung

Die Vermarktung von Schlachtnebenerzeugnissen ist aufgrund des globalen Handels und steigender Schlachtzahlen von immer größer werdendem Interesse. Als Schlachtnebenprodukte fallen während der Schweineschlachtung u.a. Augen, Augenlider, Ohrenausschnitte sowie Spitzbeine an.

Mit der Umsetzung gemeinschaftlicher Hygienevorschriften, die u.a. zur Aufhebung nationaler Vorschriften führte, entfiel die grundsätzliche Entfernungspflicht für Augen und Ohrenausschnitte. Seither können diese somit als genießbar eingestuft und Schlachtnebenerzeugnisse als Lebensmittel vermarktet werden.

Im Rahmen dieser Arbeit wurde erstmalig versucht, umfassende Erkenntnisse hinsichtlich des mikrobiologischen Status der Schlachtnebenerzeugnisse Augen, Augenlider, Ohrenausschnitte und Spitzbeine zu gewinnen. Zu diesem Zweck wurden 105 Augen, 105 Augenlider, 210 Ohrenausschnitte und 230 Spitzbeine aus 20 verschiedenen Schlachtbetrieben Bayerns mittels standardisierter Methoden hinsichtlich des Vorkommens von *Enterobacteriaceae*, *E. coli*, *S. aureus*, *Yersinia enterocolitica*, *Salmonella* spp. und MRSA untersucht.

Wie die Ergebnisse dieser Studie zeigen, ist die Forderung nach einer generellen Entfernungspflicht von Augen, Augenlidern und Ohrenausschnitten aus mikrobiologischer Sicht nicht gerechtfertigt.

Spitzbeine stellen dagegen aufgrund der relativ hohen Prävalenz von *S. aureus* bzw. MRSA ein mögliches Kontaminationsrisiko für die Kreuzkontamination zwischen Schlachttierkörpern und die Verschleppung der Keime dar, die aufgrund des globalen Handels mit diesen Schlachtnebenprodukten als „MRSA-Tourismus“ anzusehen ist. Entsprechende Maßnahmen beim Umgang mit Spitzbeinen sowie die Anwendung hoher Brühtemperaturen ( $> 65\text{ °C}$ ) und eine Optimierung des Abflammprozesses im Bereich der vorderen Spitzbeine sind ebenso wie das regelmäßige Auswechseln und Reinigen von Messern, Schneidbrettern und Gerätschaften empfehlenswert, um das Risiko der Kreuzkontamination und der Verbreitung der Keime zu minimieren.

## 6 Summary

### **Microbiological status of porcine slaughter by-products in consideration of market regulations**

The marketing of slaughter by-products is becoming a major interest due to global markets and increasing numbers of slaughtering. Slaughter by-products of pig slaughter include, among others, eyes, eye-lids, external auditory canals and pig's feet. In line with former meat hygiene regulations, eyes, eye-lids and external auditory canals were to be declared unfit for human consumption and had to be removed during pig slaughter. As national legislative provisions were repealed with the implementation of Community food law, the general removal of eyes and auditory canals is no longer mandatory.

The aim of this study was to evaluate the prevalence of hygiene-related and pathogenic bacteria in porcine slaughter by-products. 105 eyes, 105 eye-lids, 210 external auditory canals and 230 pig's feet were collected from 20 slaughterhouses in Bavaria. The prevalence of *Enterobacteriaceae*, *E. coli*, *S. aureus*, *Y. enterocolitica*, *Salmonella* spp. and MRSA was determined using standardized methods.

Based on the results, with respect to the microbiological status of eyes, eye-lids and external auditory canals, there is no obligation for the general removal of these during pig slaughter.

Our results indicate that pig's feet are frequently contaminated in particular with *S. aureus* respectively MRSA and therefore represent a risk of cross-contamination between carcasses and contribute to the spread of this pathogen, especially by the global trade in this slaughter by-product. Hygiene measures, including the application of scalding temperatures above 65 °C, the optimization of singeing procedures in this region as well as the regular changing, cleaning and disinfection of knives, cutting boards and equipment are recommended in order to keep the rate of cross-contamination and the spreading of the bacteria as low as possible.

## 7 Literaturverzeichnis

ABELE 2013: Produktübersicht Brühkessel. Abele Schlachtanlagen.  
<http://www.schlachtanlagen.de/Bruehkessel.htm>. access date: 18.09.2013.

ANDERSEN, J. K. 1988: Contamination of freshly slaughtered pig carcasses with human pathogenic *Yersinia enterocolitica*. *International Journal of Food Microbiology*; 7(3): 193-202.

ARCHER, G. L. 1998: *Staphylococcus aureus*: A well-armed pathogen. *Clinical Infectious Diseases*; 26(5): 1179-1181.

BAFF 1994a. Schlachten von Schwein und Rind. *Kulmbacher Reihe*; Bd 13. 1. Aufl.: Institut für Technologie der Bundesanstalt für Fleischforschung, Kulmbach: 95.

BAFF 1994b. Schlachten von Schwein und Rind. *Kulmbacher Reihe*; Bd. 13. 1. Aufl.: Institut für Technologie der Bundesanstalt für Fleischforschung, Kulmbach: 94.

BANSS 1991: Produktbeschreibung Durchlauf-Enthaarungsmaschine Modell 140-1.

BANSS 2011a: Betriebsanleitung Peitschenwaschmaschine B-303-RS-1-02.04.12.

BANSS 2011b: Betriebsanleitung Wasserbrühtunnel WT B-279-RS-1-21.06.11.

BANSS 2013a: Gesamtkatalog BANSS Schlacht- und Fördertechnik, S. 13-21.  
<http://banss.de/de/#downloads/>. access date: 18.09.2013.

BANSS 2013b: Gesamtkatalog BANSS Schlacht- und Fördertechnik, S. 13.  
<http://banss.de/de/#downloads/>. access date: 18.09.2013.

BENEKE, B., KLEES, S., STUHRENBURG, B., FETSCH, A., KRAUSHAAR, B. and TENHAGEN, B. A. 2011: Prevalence of Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* in a Fresh Meat Pork Production Chain. *Journal of Food Protection*; 74(1): 126-129.

BERENDS, B. R., VAN KNAPEN, F., MOSSEL, D. A. A., BURT, S. A. and SNIJDERS, J. M. A. 1998: Impact on human health of *Salmonella* spp. on pork in The Netherlands and the anticipated effects of some currently proposed control strategies. *International Journal of Food Microbiology*; 44(3): 219-229.

BERENDS, B. R., VANKNAPEN, F., SNIJDERS, J. M. A. and MOSSEL, D. A. A. 1997: Identification and quantification of risk factors regarding *Salmonella* spp. On pork carcasses. *International Journal of Food Microbiology*; 36(2-3): 199-206.

BFR 2012: Fragen und Antworten zu methicillin-resistenten *Staphylococcus aureus* (MRSA) <http://www.bfr.bund.de/cm/343/fragen-und-antworten-zu-methicillin-resistenten-staphylococcus-aureus-mrsa.pdf>. access date: 18.09.2013.

BISDORFF, B., SCHOLHOLTER, J. L., CLAUSSEN, K., PULZ, M., NOWAK, D. and RADON, K. 2012: MRSA-ST398 in livestock farmers and neighbouring residents in a rural area in Germany. *Epidemiology and Infection*; 140(10): 1800-1808.

BOLTON, D. J., PEARCE, R. A., SHERIDAN, J. J., BLAIR, I. S., MCDOWELL, D. A. and HARRINGTON, D. 2002: Washing and chilling as critical control points in pork slaughter hazard analysis and critical control point (HACCP) systems. *Journal of Applied Microbiology*; 92(5): 893-902.

BOQVIST, S., PETTERSSON, H., SVENSSON, A. and ANDERSSON, Y. 2009: Sources of sporadic *Yersinia enterocolitica* infection in children in Sweden, 2004: a case-control study. *Epidemiology and Infection*; 137(6): 897-905.

BORCH, E., NESBAKKEN, T. and CHRISTENSEN, H. 1996: Hazard identification in swine slaughter with respect to foodborne bacteria. *International Journal of Food Microbiology*; 30(1-2): 9-25.

BOTTONE, E. J. 1997: *Yersinia enterocolitica*: The charisma continues. *Clinical Microbiology Reviews*; 10(2): 257-&.

- BOTTONE, E. J. 1999: *Yersinia enterocolitica*: overview and epidemiologic correlates. *Microbes and Infection*; 1(4): 323-333.
- BRYANT, J., BRERETON, D. A. and GILL, C. O. 2003: Implementation of a validated HACCP system for the control of microbiological contamination of pig carcasses at a small abattoir. *Canadian Veterinary Journal-Revue Veterinaire Canadienne*; 44(1): 51-55.
- BUCHER, M., MEYER, C., GROTZBACH, B., WACHECK, S., STOLLE, A. and FREDRIKSSON-AHOMAA, M. 2008: Epidemiological data on pathogenic *Yersinia enterocolitica* in Southern Germany during 2000-2006. *Foodborne Pathogens and Disease*; 5(3): 273-280.
- CEFAI, C., ASHURST, S. and OWENS, C. 1994: Human carriage of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* linked with pet dog. *Lancet*; 344(8921): 539-540.
- CHAIX, C., DURAND-ZALESKI, I., ALBERTI, C. and BRUN-BUISSON, C. 1999: Control of endemic methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* - A cost-benefit analysis in an intensive care unit. *Jama-Journal of the American Medical Association*; 282(18): 1745-1751.
- CHANDLER, N. D. and PARISI, M. T. 1994: Radiological cases of the month - Case 2: *Yersinia enterocolitica* masquerading as appendicitis. *Archives of Pediatrics & Adolescent Medicine*; 148(5): 527-528.
- COHEN, J. I., BARTLETT, J. A. and COREY, G. R. 1987: Extraintestinal manifestations of *Salmonella* infections. *Medicine*; 66(5): 349-388.
- COVER, T. L. and ABER, R. C. 1989: *Yersinia enterocolitica*. *New England Journal of Medicine*; 321(1): 16-24.

DE BOER, E. and NOUWS, J. F. M. 1991: Slaughter pigs and pork as a source of human pathogenic *Yersinia enterocolitica*. *International Journal of Food Microbiology*; 12(4): 375-378.

DE WIT, J. and KAMPELMACHER, E. H. 1981: Some Aspects of Microbial Contamination of Hands of Workers in Food Industries. *Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie und Hygiene, Serie B-Umwelthygiene Krankenhaushygiene Arbeitshygiene Präventive Medizin*; 172: 390-400.

DESTATIS 2013a: Außenhandelsstatistik Deutschland 2012. Statistisches Bundesamt. [https://www-genesis.destatis.de/genesis/online.jsessionid=4DD08152A43732803E6EA2DD6C64E651.tomcat\\_GO\\_1\\_1?operation=previous&levelindex=3&levelid=1369215456090&step=3](https://www-genesis.destatis.de/genesis/online.jsessionid=4DD08152A43732803E6EA2DD6C64E651.tomcat_GO_1_1?operation=previous&levelindex=3&levelid=1369215456090&step=3). access date: 19.09.2013.

DESTATIS 2013b: Schlachtungen und Fleischerzeugung. Statistisches Bundesamt, Fachserie 3 Reihe 4.2.1  
[https://www.destatis.de/DE/Publikationen/Thematisch/LandForstwirtschaft/ViehbestandTierischeErzeugung/SchlachtungFleischerzeugung2030421123244.pdf?\\_\\_blob=publicationFile](https://www.destatis.de/DE/Publikationen/Thematisch/LandForstwirtschaft/ViehbestandTierischeErzeugung/SchlachtungFleischerzeugung2030421123244.pdf?__blob=publicationFile). access date: 19.09.2013.

DEVRIESE, L. A., VANDAMME, L. R. and FAMEREE, L. 1972: Methicillin (Clocacillin)-resistant *Staphylococcus aureus* strains isolated from bovine mastitis cases. *Zentralblatt für Veterinärmedizin Reihe B*; 19(7): 598-605.

DIN EN ISO 6888-1:2003-12 2003. Mikrobiologie von Lebensmitteln und Futtermitteln - Horizontales Verfahren für die Zählung von koagulase-positiven Staphylokokken (*Staphylococcus aureus* und andere Species) - Teil 1: Verfahren mit Baird-Parker-Agar (ISO 6888-1:1999 + AMD 1:2003); Deutsche Fassung EN ISO 6888-1:1999 + A1:2003.

EFSA 2012: Technical specifications on the harmonised monitoring and reporting of antimicrobial resistance in methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in food-

producing animals and food. *EFSA Journal* 2012; 10(6): 2742. <http://www.efsa.europa.eu/de/efsajournal/pub/2742.htm>. access date: 18.09.2013.

EFSA 2013: Food borne zoonotic diseases. <http://www.efsa.europa.eu/de/topics/topic/salmonella.htm>. access date: 14.05.

EFSA and ECDC 2013: The European Union Summary Report on Trends and Sources of Zoonoses, Zoonotic Agents and Food-borne Outbreaks in 2011. *EFSA Journal* 2013; 11(4): 3129. <http://www.efsa.europa.eu/de/efsajournal/doc/3129.pdf>. access date: 18.09.2013.

EFSA;ECDC 2012: The European Union Summary Report on Trends and Sources of Zoonoses, Zoonotic Agents and Food-borne Outbreaks in 2010. *EFSA Journal* 2012; 10(3): 2597. <http://www.efsa.europa.eu/de/efsajournal/doc/2597.pdf> access date: 19.09.2013.

EKSTAM, M. 1979: Scalding water as a source of contamination. *Fleischwirtschaft*; 59(11): 1593-1595.

ENGEMANN, J. J., CARMELI, Y., COSGROVE, S. E., FOWLER, V. G., BRONSTEIN, M. Z., TRIVETTE, S. L., BRIGGS, J. P., SEXTON, D. J. and KAYE, K. S. 2003: Adverse clinical and economic outcomes attributable to methicillin resistance among patients with *Staphylococcus aureus* surgical site infection. *Clinical Infectious Diseases*; 36(5): 592-598.

F.A.Z. 2013: Lebensmittelhandel - Wo ein Schweinsohr doppelt so teuer ist wie ein Filet. <http://www.faz.net/aktuell/wirtschaft/wirtschaftspolitik/lebensmittel/lebensmittelhandel-wo-ein-schweinsohr-doppelt-so-teuer-ist-wie-ein-filet-12121963.html>. access date: 11.09.2013.

FEHLHABER, K. 2003: Microbial risks - from animal farming to the food. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift*; 110(8): 312-315.



- FEHLHABER, K. and JANETSCHKE, P. 1992. Veterinärmedizinische Lebensmittelhygiene. 1. Aufl.: Gustav Fischer Verlag, Stuttgart: 46-47.
- FETSCH, A. 2012: MRSA in der Lebensmittelkette: Status quo. Vortrag 12. BfR-Forum Verbraucherschutz, 04.06.2012, Berlin. <http://www.bfr.bund.de/cm/343/mrsa-in-der-lebensmittelkette-status-quo.pdf>. access date: 19.09.2013.
- FREDRIKSSON-AHOMAA, M., GERHARDT, M. and STOLLE, A. 2009: High bacterial contamination of pig tonsils at slaughter. *Meat Science*; 83(2): 334-336.
- FREDRIKSSON-AHOMAA, M. and KORKEALA, H. 2003: Low occurrence of pathogenic *Yersinia enterocolitica* in clinical, food, and environmental samples: a methodological problem. *Clinical Microbiology Reviews*; 16(2): 220-229.
- FREDRIKSSON-AHOMAA, M., KORTE, T. and KORKEALA, H. 2001: Transmission of *Yersinia enterocolitica* 4/O : 3 to pets via contaminated pork. *Letters in Applied Microbiology*; 32(6): 375-378.
- FREDRIKSSON-AHOMAA, M., STOLLE, A., SIITONEN, A. and KORKEALA, H. 2006: Sporadic human *Yersinia enterocolitica* infections caused by bioserotype 4/O : 3 originate mainly from pigs. *Journal of Medical Microbiology*; 55(6): 747-749.
- FREDRIKSSON-AHOMAA, M., STOLLE, A. and STEPHAN, R. 2007: Prevalence of pathogenic *Yersinia enterocolitica* in pigs slaughtered at a Swiss abattoir. *International Journal of Food Microbiology*; 119(3): 207-212.
- GATERMAN, S. 2012. Staphylokokken. In: SUERBAUM, S., HAHN, H., BURCHARD, G., KAUFMANN, S. and SCHULZ, T. (Hrsg.): Medizinische Mikrobiologie und Infektiologie. 7. Aufl.:Springer Verlag: 187-195.
- GERATS, G. E., SNIJDERS, J. M. A. and VAN LOGTESTIJN, J. G. Slaughter techniques and bacterial contamination of pig carcasses. in Proceedings of the 27. Europ. Fleischforscher-Kongress, Wien, 1981.

GILBERT, M. J., BOS, M. E. H., DUIM, B., URLINGS, B. A. P., HERES, L., WAGENAAR, J. A. and HEEDERIK, D. J. J. 2012: Livestock-associated MRSA ST398 carriage in pig slaughterhouse workers related to quantitative environmental exposure. *Occupational and Environmental Medicine*; 69(7): 472-478.

GILL, C. O. and BRYANT, J. 1992: The contamination of pork with spoilage bacteria during commercial dressing, chilling and cutting of pig carcasses. *International Journal of Food Microbiology*; 16(1): 51-62.

GILL, C. O. and JONES, T. 1998: Control of the contamination of pig carcasses by *Escherichia coli* from their mouths. *International Journal of Food Microbiology*; 44(1-2): 43-48.

GIßKE, W. and KLEMM, G. 1963: Beeinflussung des Hautkeimgehaltes bei Schlachtschweinen durch verschiedene Brühverfahren. *Die Fleischwirtschaft*; (4): 288-292.

GIßKE, W. and M, B. 1963: Brühen der Schweine im Hängen. *Die Fleischwirtschaft*; (4): 284-287.

GRÄTZ, H. 1976: Die moderne Schweineschlachtung unter besonderer Berücksichtigung des Brühens der Schweine. *Schlachten und Vermarkten*; 76: 111-114.

GRAVELAND, H., WAGENAAR, J. A., BERGS, K., HEESTERBEEK, H. and HEEDERIK, D. 2011: Persistence of Livestock Associated MRSA CC398 in Humans Is Dependent on Intensity of Animal Contact. *Plos One*; 6(2).

HAAS, H. 2013: Produktbeschreibung Automatische Brüh- und Enthaarungsmaschine (Typ H(N)SKR-S / H(N)SKL-S). <http://www.hubert-haas.de/deutsch/produkte/brueh-und-enthaarung/hnskr-s-skl-s.html>. access date: 4.10.2013.

HARTMAN, B. J. and TOMASZ, A. 1984: Low-affinity penicillin-binding protein associated with beta-lactam resistance in *Staphylococcus aureus*. *Journal of Bacteriology*; 158(2): 513-516.

HARTUNG, M. and KÄSBOHRER, A. 2012: Erreger von Zoonosen in Deutschland im Jahr 2010. BfR Wissenschaft. <http://www.bfr.bund.de/cm/350/erreger-von-zoonosen-in-deutschland-im-jahr-2010.pdf>. access date: 19.09.2013.

HURD, H. S., MCKEAN, J. D., WESLEY, I. V. and KARRIKER, L. A. 2001: The effect of lairage on *Salmonella* isolation from market swine. *Journal of Food Protection*; 64(7): 939-944.

JACOBI, U., KAISER, M., TOLL, R., MANGELSDORF, S., AUDRING, H., OTBERG, N., STERRY, W. and LADEMANN, J. 2007: Porcine ear skin: an in vitro model for human skin. *Skin Research and Technology*; 13(1): 19-24.

JONES, B., NILSSON, T. and SORQVIST, S. 1984: Contamination of pig carcasses with scalding water - continued studies with radiolabelled solutes and particles. *Fleischwirtschaft*; 64(10): 1243-1246.

JUDGE, M. D., SALM, C. P. and OKOS, M. R. 1978: Hog skinning versus scalding. *Proceedings of the Meat Industry Research Conference*; (MAR): 155-164.

JWE-BAUMANN 2013: Gesamtprospekt SDM, JWE Baumann Foodtec. [http://baumann-jwe.de/JWE\\_Prospekt\\_SDM.pdf](http://baumann-jwe.de/JWE_Prospekt_SDM.pdf). access date: 19.09.2013.

KAPPERUD, G. 1991: *Yersinia enterocolitica* in food hygiene. *International Journal of Food Microbiology*; 12(1): 53-65.

KASPROWIAK, R. 1988. Vorkommen von *Staphylococcus aureus* in Schweinefleisch und deren Bedeutung als Lebensmittelvergifter in Rohwurst. *Microbiology*. Fachhochschule Münster, Münster.

KATAYAMA, Y., ITO, T. and HIRAMATSU, K. 2000: A new class of genetic element, staphylococcus cassette chromosome mec, encodes methicillin resistance in *Staphylococcus aureus*. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*; 44(6): 1549-1555.

KAYSER, F. and BÖTTGER, E. 2005a. Bakterien als Krankheitserreger. In: KAYSER, F. H., BÖTTGER, E., ZINKERNAGEL, R., HALLER, O., ECKERT, J. and DEPLAZES, P. (Hrsg.): *Medizinische Mikrobiologie*. 11. Aufl.: Thieme Verlag, Zürich: 292-296.

KAYSER, F. and BÖTTGER, E. 2005b. Bakterien als Krankheitserreger. In: KAYSER, F., BÖTTGER, E., ZINKERNAGEL, R., HALLER, O., ECKERT, J. and DEPLAZES, P. (Hrsg.): *Medizinische Mikrobiologie*. 11. Aufl.: Thieme Verlag, Zürich: 245-249.

KIENITZ, M. 1964. Staphylokokkeninfektionen der Haut. In: GRÜN, L. (Hrsg.): *Staphylokokken in Klinik und Praxis*. 1. Aufl.: Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft Stuttgart: 129.

KIM, T., OH, P. I. and SIMOR, A. E. 2001: The economic impact of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in Canadian hospitals. *Infection Control and Hospital Epidemiology*; 22(2): 99-104.

KLEIN, G. 2011. Gutachten Genusstauglichkeit von Augen, Augenlidern und Ohrenausschnitten vom Schwein. Zentrum für Lebensmittelwissenschaften, Tierärztliche Hochschule Hannover.

KLUYTMANS-VANDENBERGH, M. F. Q. and KLUYTMANS, J. 2006: Community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: current perspectives. *Clinical Microbiology and Infection*; 12: 9-15.

KLUYTMANS, J., VANBELKUM, A. and VERBRUGH, H. 1997: Nasal carriage of *Staphylococcus aureus*: Epidemiology, underlying mechanisms, and associated risks. *Clinical Microbiology Reviews*; 10(3): 505-20.

KOCK, R., HARLIZIUS, J., BRESSAN, N., LAERBERG, R., WIELER, L. H., WITTE, W., DEURENBERG, R. H., VOSS, A., BECKER, K. and FRIEDRICH, A. W. 2009: Prevalence and molecular characteristics of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) among pigs on German farms and import of livestock-related MRSA into hospitals. *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases*; 28(11): 1375-1382.

KUSCH, D. and SIEMS, H. 1974: Contribution to characteristics of *Staphylococcus* recovered from swine. *Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie und Hygiene Serie B-Umwelthygiene Krankenhaushygiene Arbeitshygiene Präventive Medizin*; 159(1): 95-104.

LARSEN, S. T., MCKEAN, J. D., HURD, H. S., ROSTAGNO, M. H., GRIFFITH, R. W. and WESLEY, I. V. 2003: Impact of commercial preharvest transportation and holding on the prevalence of *Salmonella enterica* in cull sows. *Journal of Food Protection*; 66(7): 1134-1138.

LAZARO, N. S., TIBANA, A. and HOFER, E. 1997: *Salmonella* spp. in healthy swine and in abattoir environments in Brazil. *Journal of Food Protection*; 60(9): 1029-1033.

LEE, J. H. 2003: Methicillin (oxacillin)-resistant *Staphylococcus aureus* strains isolated from major food animals and their potential transmission to humans. *Applied and Environmental Microbiology*; 69(11): 6489-6494.

LEISTNER, L. 1979. Messung und Beeinflussung des Oberflächenkeimgehaltes von Schlacht tierkörpern. 20. Arbeitstagung des Arbeitsgebietes "Lebensmittelhygiene", DVG, Garmisch-Partenkirchen.

LENAHAN, M., CROWLEY, H., O'BRIEN, S. B., BYRNE, C., SWEENEY, T. and SHERIDAN, J. J. 2009: The potential use of chilling to control the growth of Enterobacteriaceae on porcine carcasses and the incidence of E-coli O157:H7 in pigs. *Journal of Applied Microbiology*; 106(5): 1512-1520.

LFL 2013: Anpassung der Schnittführung beim Schwein zum 01.01.2011. <http://www.lfl.bayern.de/mam/cms07/iem/dateien/anpass.pdf>. access date: 8.10.2013.

LGL 2012a. Schema der weiteren Untersuchung bei positivem oder fraglichem PCR-Ergebnis zum Nachweis von *Salmonella*. Spp.

LGL 2012b. Schema der weiteren Untersuchung bei positivem oder fraglichem PCR-Ergebnis zum Nachweis von *Y. enterocolitica*.

LIBELT, K. and PROST, E. 1972: Variabilität der bakteriellen Kontamination der Schlachttierkörper und des Brühwassers bei der Schlachtung von Schweinen. *Die Fleischwirtschaft*; 7: 867-870.

LILENBAUM, W., NUNES, E. L. C. and AZEREDO, M. A. I. 1998: Prevalence and antimicrobial susceptibility of staphylococci isolated from the skin surface of clinically normal cats. *Letters in Applied Microbiology*; 27(4): 224-228.

LOEFFLER, A., PFEIFFER, D. U., LINDSAY, J. A., MAGALHAES, R. J. S. and LLOYD, D. H. 2011: Prevalence of and risk factors for MRSA carriage in companion animals: a survey of dogs, cats and horses. *Epidemiology and Infection*; 139(7): 1019-1028.

MATURIN, L. and PEELER, J. T. 2013: Aerobic Plate Count. [www.fda.gov/Food/FoodScienceResearch/LaboratoryMethods/ucm063346.htm](http://www.fda.gov/Food/FoodScienceResearch/LaboratoryMethods/ucm063346.htm). access date: 27.07.2013.

MCDONALD, R. R., ANTONISHYN, N. A., HANSEN, T., SNOOK, L. A., NAGLE, E., MULVEY, M. R., LEVETT, P. N. and HORSMAN, G. B. 2005: Development of a triplex real-time PCR assay for detection of Panton-Valentine leukocidin toxin genes in clinical isolates of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Journal of Clinical Microbiology*; 43(12): 6147-6149.

MONTAGNA, W. and YUN, J. S. 1964: The skin of the domestic pig. *Journal of Investigative Dermatology*; 43(1): 11-21.

NERBRINK, E. and BORCH, E. Bacterial contamination during the pig slaughtering process. in Proceedings of the 35th International Congress of Meat Science and Technology, Copenhagen, 1989.

NESBAKKEN, T. 1988: Enumeration of *Yersinia enterocolitica* O:3 from the porcine oral cavity, and its occurrence on cut surfaces of pig carcasses and the environment in a slaughterhouse. *International Journal of Food Microbiology*; 6(4): 287-293.

NESBAKKEN, T., ECKNER, K., HOIDAL, H. K. and ROTTERUD, O. J. 2003: Occurrence of *Yersinia enterocolitica* and *Campylobacter* spp. in slaughter pigs and consequences for meat inspection, slaughtering, and dressing procedures. *International Journal of Food Microbiology*; 80(3): 231-240.

NESBAKKEN, T. and KAPPERUD, G. 1985: *Yersinia enterocolitica* and *Yersinia enterocolitica*-like bacteria in Norwegian slaughter pigs. *International Journal of Food Microbiology*; 1(6): 301-309.

OSADEBE, L. U., HANSON, B., SMITH, T. C. and HEIMER, R. 2013: Prevalence and Characteristics of *Staphylococcus aureus* in Connecticut Swine and Swine Farmers. *Zoonoses and Public Health*; 60(3): 234-243.

OSTROFF, S. M., KAPPERUD, G., HUTWAGNER, L. C., NESBAKKEN, T., BEAN, N. H., LASSEN, J. and TAUXE, R. V. 1994: Sources of sporadic *Yersinia enterocolitica* infections in Norway - a prospective case-control study. *Epidemiology and Infection*; 112(1): 133-141.

OTTO, M. 2010: *Staphylococcus* colonization of the skin and antimicrobial peptides. *Expert Review of Dermatology*; 5(2): 183-195.

PEARCE, R. A., BOLTON, D. J., SHERIDAN, J. J., MCDOWELL, D. A., BLAIR, I. S. and HARRINGTON, D. 2004: Studies to determine the critical control points in pork slaughter hazard analysis and critical control point systems. *International Journal of Food Microbiology*; 90(3): 331-339.

PELCZAR, M. and CHAN, E. C. S. 1981. Elements of Microbiology. 1. Aufl.: McGraw-Hill Book Company, USA: 377.

PIRES, S. M., VIGRE, H., MAKELA, P. and HALD, T. 2010: Using Outbreak Data for Source Attribution of Human Salmonellosis and Campylobacteriosis in Europe. *Foodborne Pathogens and Disease*; 7(11): 1351-1361.

PRÄNDL, O., FISCHER, A., SCHMIDHOFER, T. and SINELL, H.-J. 1988. Fleisch : Technologie und Hygiene der Gewinnung und Verarbeitung. 1. Aufl.: Eugen Ulmer, Stuttgart: 60.

PU, S. A. H., WANG, F. and GE, B. L. 2011: Characterization of Toxin Genes and Antimicrobial Susceptibility of Staphylococcus aureus Isolates from Louisiana Retail Meats. *Foodborne Pathogens and Disease*; 8(2): 299-306.

RAHKIO, M. and KORKEALA, H. 1996: Microbiological contamination of carcasses related to hygiene practice and facilities on slaughtering lines. *Acta Veterinaria Scandinavica*; 37(3): 219-228.

RAHKIO, M., KORKEALA, H., SIPPOLA, I. and PELTONEN, M. 1992: Effect of prescalding brushing on contamination level of pork carcasses during the slaughtering process. *Meat Science*; 32(2): 173-183.

RAHKIO, T. M. and KORKEALA, H. J. 1997: Airborne bacteria and carcass contamination in slaughterhouses. *Journal of Food Protection*; 60(1): 38-42.



RASCH, B., LIE, O. and YNDESTAD, M. 1978: The bacterial flora in pork skin and the influence of various singeing methods on this flora. *Nordisk Veterinaermedicin*; 30(6): 274-281.

REUTER, G. 2008. Mikrobiologische und technologische Grundlagen. In: REUTER, G. (Hrsg.): Mikrobiologie der Lebensmittel Fleisch-Fisch-Feinkost. 2. Aufl.:Behr's Verlag, Hamburg: 2-14.

RKI 2013: Infektionsepidemiologisches Jahrbuch meldepflichtiger Krankheiten für 2012. Infektionsepidemiologisches Jahrbuch meldepflichtiger Krankheiten für 2012. access date: 13.10.2013.

SACHS, L. 2003. Angewandte Statistik: Anwendung statistischer Methoden. 11. Aufl.: Springer Verlag.

SCHERTENLEIB, T. I., STEPHAN, R., SCHEEDER, M. and ZWEIFEL, C. 2011: Visual and microbiological process analysis of pig slaughtering in a small-scale abattoir. *Archiv für Lebensmittelhygiene*; 62(2): 52-57.

SCHIEMANN, D. A. 1978: Isolation of *Yersinia enterocolitica* from surface and well waters in Ontario. *Canadian Journal of Microbiology*; 24(9): 1048-1052.

SCHMIDT, H. 1957: Das Abbrennen der Schweine. *Deutsche Schlacht- und Viehhof-Zeitung*; 57(9): 263-264.

SEARS, P. M. and MCCARTHY, K. K. 2003: Management and treatment of staphylococcal mastitis. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*; 19(1): 171-185.

SHERIDAN, J. J. 1998: Sources of contamination during slaughter and measures for control. *Journal of Food Safety*; 18(4): 321-339.

SINELL, H.-J. 1988. Mikrobiologie des Fleisches. In: PRÄNDL, O., FISCHER, A., SCHMIDHOFER, T. and SINELL, H.-J. (Hrsg.): Fleisch - Technologie und Hygiene der Gewinnung und Verarbeitung. Aufl., Stuttgart: 173-197.

SNIJDERS, J. M. A. 1975: Hygiene bei der Schlachtung von Schweinen - I. Das Brühen der Schlachtschweine. *Die Fleischwirtschaft*; 6: 836-840.

SNIJDERS, J. M. A. and GERATS, G. E. 1976: Hygiene bei der Schlachtung von Schweinen, IV. Bakteriologische Beschaffenheit der Schlachtierkörper während verschiedener Schlachtphasen. *Die Fleischwirtschaft*; (5): 717-721.

SNIJDERS, J. M. A., GERATS, G. E. and VANLOGTESTIJN, J. G. 1981: Improvement on hygiene of the slaughter line. *Tijdschrift Voor Diergeneeskunde*; 106(4): 198-202.

SNIJDERS, J. M. A., GERATS, G. E. and VANLOGTESTIJN, J. G. 1984: Good manufacturing practices during slaughtering. *Archiv für Lebensmittelhygiene*; 35(5): 99-103.

SPESCHA, C., STEPHAN, R. and ZWEIFEL, C. 2006: Microbiological contamination of pig carcasses at different stages of slaughter in two European Union-approved abattoirs. *Journal of Food Protection*; 69(11): 2568-2575.

SUERBAUM, S., BOCKEMÜHL, J. and KARCH, H. 2012. Enterobakterien. In: SUERBAUM, S., HAHN, H., BURCHARD, G., KAUFMANN, S. and SCHULZ, T. (Hrsg.): Medizinische Mikrobiologie und Infektiologie. 7. Aufl.:Springer Verlag, Heidelberg: 229-245.

SWANENBURG, M., BERENDS, B. R., URLINGS, H. A. P., SNIJDERS, J. M. A. and VAN KNAPEN, F. 2001: Epidemiological investigations into the sources of Salmonella contamination of pork. *Berliner Und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*; 114(9-10): 356-359.

TAUXE, R. V., WAUTERS, G., GOOSSENS, V., NOYEN, R. V., VANDEPITTE, J., MARTIN, S. M., MOL, P. D. and THIERS, G. 1987: *Yersinia enterocolitica* infections and pork: The missing link. *The Lancet*; 329(8542): 1129-1132.

TEN BROEKE-SMITS, N. J. P., KUMMER, J. A., BLEYS, R. L. A. W., FLUIT, A. C. and BOEL, C. H. E. 2010: Hair follicles as a niche of *Staphylococcus aureus* in the nose; is a more effective decolonisation strategy needed? *Journal of Hospital Infection*; 76(3): 211-214.

TENHAGEN, B.-A., FETSCH, A., ALT, K., KÄSBOHRER, A., BRÄUNIG, J. and APPEL, B. 2011: Methicillin resistente *Staphylococcus aureus* (MRSA) in der Lebensmittelkette, Vortrag.  
[http://www.bfr.bund.de/cm/343/mrsa\\_in\\_der\\_lebensmittelkette.pdf](http://www.bfr.bund.de/cm/343/mrsa_in_der_lebensmittelkette.pdf). access date: 17.09.2013.

TROEGER, K. 1992: Extent of an internal contamination of carcasses of slaughter pigs by microorganisms in the scalding water. *Archiv für Lebensmittelhygiene*; 43(1): 11-13.

TROEGER, K. 1993a: The evaluation of hygiene risks during slaughtering. *Fleischwirtschaft*; 73(10): 1102-1116.

TROEGER, K. 1993b: Growth of bacterial count in scalding water during slaughter - effect on surface bacterial contents of pig carcasses. *Fleischwirtschaft*; 73(8): 816-819.

TROEGER, K. 1993c: Scalding and dehairing technology - Influence on the bacterial content of pig carcasses. *Fleischwirtschaft*; 73(2): 128-133.

TROEGER, K. 1993d: Scalding and dehairing technology - Influence on the bacterial count of pig carcasses. *Fleischwirtschaft*; 73(10): 1157-1160.

TROEGER, K. and HESSE, S. 1991. Mikrobiologischer Aspekt eines neuen Bearbeitungsverfahrens für Schweineschlachttierkörper nach dem Abflammen. 32.

Arbeitstagung des Arbeitsgebietes "Lebensmittelhygiene", DVG, 24.-27. Sept. 1991. *Garmisch-Partenkirchen*.

TROEGER, K. and WOLTERSDORF, W. 1986: INFLUENCE OF SCALDING AND DEHAIRING DURING PIG SLAUGHTERING ON MEAT QUALITY. *Fleischwirtschaft*; 66(5): 893-897.

UNTERMANN, F., HEIMANN, P. and BRUNNER, D. 1991. Erfahrungen mit Oberflächenkeimzahlbestimmungen an Schlachttierkörpern. 32. Arbeitstagung des Arbeitsgebietes "Lebensmittelhygiene", DVG, 24.- 27. Sept. 1991. *Garmisch-Partenkirchen*.

VALENTIN-WEIGAND, P. 2011. Grampositive Kokken. In: SELBITZ, H.-J., TRUYEN, U. and VALENTIN-WEIGAND, P. (Hrsg.): Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. Aufl.: 256-257.

VAN CLEEF, B., BROENS, E. M., VOSS, A., HUIJSDENS, X. W., ZUCHNER, L., VAN BENTHEM, B. H. B., KLUYTMANS, J., MULDER, M. N. and VAN DE GIESSEN, A. W. 2010: High prevalence of nasal MRSA carriage in slaughterhouse workers in contact with live pigs in The Netherlands. *Epidemiology and Infection*; 138(5): 756-763.

VAN DEN BROEK, I. V. F., VAN CLEEF, B., HAENEN, A., BROENS, E. M., VAN DER WOLF, P. J., VAN DEN BROEK, M. J. M., HUIJSDENS, X. W., KLUYTMANS, J., VAN DE GIESSEN, A. W. and TIEMERSMA, E. W. 2009: Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in people living and working in pig farms. *Epidemiology and Infection*; 137(5): 700-708.

VAN LOO, I., HUIJSDENS, X., TIEMERSMA, E., DE NEELING, A., VAN DE SANDE-BRUIJNSMA, N., BEAUJEAN, D., VOSS, A. and KLUYTMANS, J. 2007a: Emergence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* of animal origin in humans. *Emerging Infectious Diseases*; 13(12): 1834-1839.

VAN LOO, I. H. M., DIEDEREN, B. M. W., SAVELKOUL, P. H. M., WOUTENBERG, J. H. C., ROOSENDAAL, R., VAN BELKUM, A., TOOM, N. L. D., VERHULST, C., VAN KEULEN, P. H. J. and KLUYTMANS, J. 2007b: Methicillin-resistant staphylococcus aureus in meat products, the Netherlands. *Emerging Infectious Diseases*; 13(11): 1753-1755.

VANNOYEN, R., SELDERSLAGHS, R., BEKAERT, J., WAUTERS, G. and VANDEPITTE, J. 1991: Causative role of Yersinia and other enteric pathogens in the appendicular syndrome. *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases*; 10(9): 735-741.

VIEIRA-PINTO, M., TEMUDO, P. and MARTINS, C. 2005: Occurrence of Salmonella in the ileum, ileocolic lymph nodes, tonsils, mandibular lymph nodes and carcasses of pigs slaughtered for consumption. *Journal of Veterinary Medicine Series B-Infectious Diseases and Veterinary Public Health*; 52(10): 476-481.

WARRINER, K., ALDSWORTH, T. G., KAUR, S. and DODD, C. E. R. 2002: Cross-contamination of carcasses and equipment during pork processing. *Journal of Applied Microbiology*; 93(1): 169-177.

WEBER, A. and LEMBKE, C. 1982: Occurrence of Yersinia pseudotuberculosis in slaughtered pigs. *Fortschritte der Veterinärmedizin-Advances in Veterinary Medicine*: 356-358.

WEESE, J. S., ARCHAMBAULT, M., WILLEY, B. M., DICK, H., HEARN, R., KREISWIRTH, B. N., SAID-SALIM, B., MCGEER, A., LIKHOSHVAY, Y., PRESCOTT, J. F. and LOW, D. E. 2005: Methicillin-resistant Staphylococcus aureus in horses and horse personnel, 2000-2002. *Emerging Infectious Diseases*; 11(3): 430-435.

WIRTH, J., FORSTER, S. and STOLLE, A. 2003: Untersuchung der Kontamination im Schweineschlachtprozess unter Berücksichtigung moderner Brühverfahren. *Rundschau für Fleischhygiene und Lebensmittelüberwachung*; 11: 243-245.

WOLTERSDORF, W. 1994. Technik und Hygiene beim Schlachten von Schweinen. In: BAFF (Hrsg.): Schlachten von Schwein und Rind. *Kulmbacher Reihe*; Bd 3. 1. Aufl., Kulmbach: 84-110.

WOLTERSDORF, W. 1995: Das Prinzip der Kondensationsbrühung. *Die Fleischwirtschaft*; 75(9): 1077-1081.

WULF, M. W. H., SORUM, M., VAN NES, A., SKOV, R., MELCHERS, W. J. G., KLAASSEN, C. H. W. and VOSS, A. 2008: Prevalence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* among veterinarians: an international study. *Clinical Microbiology and Infection*; 14(1): 29-34.

ZWEIFEL, C., SPESCHA, C. and STEPHAN, R. 2007: Process stages in pig slaughter: influence on the microbiological contamination of carcasses in two abattoirs. *Archiv für Lebensmittelhygiene*; 58(1): 7-12.

Zitierte Gesetze, Verordnungen und Richtlinien:

VO (EG) Nr. 853/2004 des europäischen Parlaments und des Rates vom 29. April 2004 mit spezifischen Hygienevorschriften für Lebensmittel tierischen Ursprungs (ABl. Nr. L 139 S. 55, gesamte Vorschrift ber. ABl. Nr. L 226 S. 22, ber. ABl. 2008 Nr. L 46 S. 50, ber. ABl. 2010 Nr. L 119 S. 26, ber. ABl. 2013 Nr. L 160 S. 15, zuletzt geändert durch Art. 1 ÄndVO (EU) 786/2013 vom 16. 8. 2013 (ABl. Nr. L 220 S. 14))

VO (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 (ABl. Nr. L 139 S. 206, gesamte Vorschrift ber. ABl. Nr. L 226 S. 83, ber. ABl. 2008 Nr. L 46 S. 51, ber. ABl. 2013 Nr. L 160 S. 16, zuletzt geändert durch Art. 1 Abs. 1 ÄndVO (EU) 517/2013 vom 13. 5. 2013 (ABl. Nr. L 158 S. 1))

VO (EG) Nr. 1234/2007 des Rates vom 22. Oktober 2007 über eine gemeinsame Organisation der Agrarmärkte und mit Sondervorschriften für bestimmte landwirtschaftliche Erzeugnisse (Verordnung über die einheitliche GMO, ABl. Nr. L 299 S. 1, zuletzt geändert durch Art. 1 Abs. 1 Buchst. e) ÄndVO (EU) 517/2013 vom 13. 5. 2013 (ABl. Nr. L 158 S. 1))

VO (EG) Nr. 2073/2005 der Kommission vom 15. November 2005 über mikrobiologische Kriterien für Lebensmittel (ABl. Nr. L 338 S. 1, ber. ABl. 2006 Nr. L 278 S. 32), zuletzt geändert durch Art. 1 ÄndVO (EU) 209/2013 vom 11.3.2013 (ABl. Nr. L 68 S. 19)

Verordnung über die hygienischen Anforderungen und amtlichen Untersuchungen beim Verkehr mit Fleisch (Fleischhygiene-Verordnung (FIHV) in der Fassung der Bekanntmachung vom 29. Juni 2001 (Neugefasst durch B. v. 29.06.2001 BGBl. I S. 1366; aufgehoben durch Artikel 7 Nr. 2 V. v. 11.05.2010 BGBl. I S. 612)

Verordnung über die Preismeldung bei Schlachtkörpern und deren Kennzeichnung (1. Fleischgesetz-Durchführungsverordnung vom 12. November 2008 (BGBl. I S. 2186), die durch Artikel 4 der Verordnung vom 26. September 2011 (BGBl. I S. 1914) geändert worden ist)

Verordnung über die Anforderungen an die Hygiene beim Herstellen, Behandeln und Inverkehrbringen von bestimmten Lebensmitteln tierischen Ursprungs (Tier-LMHV - Tierische Lebensmittel-Hygieneverordnung vom 8. August 2007 (BGBl. I S. 1816, 1828), die zuletzt durch Artikel 1 der Verordnung vom 10. November 2011 (BGBl. I S. 2233) geändert worden ist)



## 8 Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Schematischer Ablauf der Schweineschlachtung.....	2
Abb. 2: Deutscher Export von genießbaren Schlachtnebenprodukten nach China (F.A.Z., 2013).....	6
Abb. 3: Exportziele für deutsches Schweinefleisch im Jahr 2012 (nach F.A.Z., 2013)	7
Abb. 4: Haspelbrühbottich (BANSS, 2013a) .....	11
Abb. 5: Brühbottich mit Durchziehförderer (BANSS, 2013a) .....	12
Abb. 6: Wasserbrühtunnel (BANSS, 2013a).....	15
Abb. 7: Wasserbrühtunnel (BANSS, 2013a).....	16
Abb. 8: Kondensationsbrühtunnel (BANSS, 2013b) .....	18
Abb. 9: Kombinierte Brüh- und Enthaarungsmaschine (BAFF, 1994b) .....	20
Abb. 10: Kompaktanlage zum Brühen, Enthaaren und Abflammen (ABELE, 2013).	21
Abb. 11: Kompaktanlage mit doppelter Enthaarungseinheit (ABELE, 2013) .....	21
Abb. 12: Durchlauf-Enthaarungsmaschine (BAFF, 1994a).....	23
Abb. 13: Vertikaler Abflammofen, jeweils mit unterschiedlicher Anzahl an Flammdüsen (BANSS, 2013a).....	26
Abb. 14: Peitschenwaschmaschine (BANSS, 2013).....	27
Abb. 15: Krankheitsausbrüche, die durch Schweinefleisch und Schweinefleisch- produkte verursacht wurden, nach Pathogenen (EFSA;ECDC, 2012) .....	33
Abb. 16: An Krankheitsausbrüchen mit <i>Salmonella</i> . Typhimurium beteiligte Lebensmittel (EFSA;ECDC, 2012).....	34
Abb. 17: Hautbewohner des Menschen, Querschnitt durch die menschliche Haut (PELCZAR & CHAN, 1981) .....	39
Abb. 18: Querschnitt durch die Schweinehaut (MOWAVY & CASSENS, 1975) .....	40
Abb. 19: Talgdrüse im Augenlid eines Schweines (MONTAGNA & YUN, 1964) .....	41
Abb. 20: Probenahme Ohr.....	52
Abb. 21: Probenahme Auge .....	53
Abb. 22: Probenahme Auge mit anhaftenden Augenlidern.....	54
Abb. 23: Probenahme Spitzbein .....	55
Abb. 24: Entnahme eines Hautstückes aus dem Interdigitalspalt .....	57
Abb. 25: Schema der weiteren Untersuchung bei positivem oder fraglichem PCR- Ergebnis zum Nachweis von <i>Salmonella</i> . Spp (LGL, 2012a).....	63

Abb. 26: Schema der weiteren Untersuchung bei positivem oder fraglichem PCR-Ergebnis zum Nachweis von <i>Y. enterocolitica</i> (LGL, 2012b) .....	65
Abb. 27: (Kreuz-) Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine durch Hände bzw. Zerlegehandschuhe .....	69
Abb. 28: Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine durch Hände der Schlachthofmitarbeiter .....	70
Abb. 29: Die vorderen Spitzbeine werden zwischen den Flammdüsen durchgeführt.....	71
Abb. 30: Risiko der Kreuzkontamination durch direkten Kontakt der Spitzbeine mit dem Gehäuse des Abflammmofens .....	72
Abb. 31: Die Gliedmaßenenden befinden sich im Verlauf der Rotation teilweise am weitesten entfernt von den Flammen .....	73
Abb. 32: Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine durch den Kontakt mit Gummistiefeln und Schürzen der Schlachthofmitarbeiter .....	74
Abb. 33: Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine durch den Kontakt mit dem Arbeitspodest.....	75
Abb. 34: Kontaminationsrisiko der vorderen Spitzbeine bei der Entnahme des Geschlinges.....	76
Abb. 35: Häufigkeitsverteilung von <i>E.coli</i> , <i>Enterobacteriaceae</i> und <i>S. aureus</i> in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbein-Proben	79
Abb. 36: Anteil (%) <i>Enterobacteriaceae</i> -positiver Proben in Abhängigkeit von der Schlachttechnologie.....	81
Abb. 37: Anteil (%) <i>Enterobacteriaceae</i> -positiver Proben in Abhängigkeit von der Brühtemperatur .....	82
Abb. 38: Anteil (%) <i>E. coli</i> -positiver Proben in Abhängigkeit von der Schlachttechnologie .....	84
Abb. 39: Anteil (%) <i>E. coli</i> -positiver Proben in Abhängigkeit von der Brühtemperatur.	85
Abb. 40: Anteil (%) <i>S. aureus</i> -positiver Proben in Abhängigkeit von der Schlachttechnologie .....	88
Abb. 41: Anteil (%) <i>S. aureus</i> -positiver Proben in Abhängigkeit von der Brühtemperatur .....	89
Abb. 42: Häufigkeitsverteilung der Mehrfachresistenzen.....	90
Abb. 43: Anteil <i>S. aureus</i> -positiver Spitzbeinproben in Abhängigkeit von der Abflammtchnik .....	92

## 9 Tabellenverzeichnis

Tab.1: Brüh- und Abflammttechnik der Betriebe im Vergleich .....	49
Tab.2: Inkubationszeiten und –temperaturen .....	58
Tab. 3: Richt- und Warnwerte der DGHM.....	59
Tab. 4: Kontaminationsrisiken für die vorderen Spitzbeine im Verlauf der Schlachtung .....	77
Tab. 5: Vergleich der Gehalte an <i>Enterobacteriaceae</i> in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbein-Proben .....	80
Tab. 6: Vergleich der Anzahl <i>Enterobacteriaceae</i> -positiver Proben in Klein- und Industriebetrieben .....	80
Tab. 7: Vergleich der Gehalte an <i>E. coli</i> in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbein-Proben .....	83
Tab. 8: Vergleich der Anzahl <i>E. coli</i> -positiver Proben in Klein- und Industrie- betrieben.....	83
Tab. 9: Vergleich der Gehalte an <i>S. aureus</i> in Ohrenausschnitten, Augen, Augen mit Augenlidern und Spitzbein-Proben.....	86
Tab. 10: Vergleich der Anzahl <i>S. aureus</i> -positiver Proben in Klein- und Industriebetrieben .....	87
Tab. 11: Häufigkeitsverteilung der Resistenzphänotypen.....	91
Tab. 12: Verwendete Primer- und SONDENSEQUENZEN zum Nachweis des <i>ail</i> -Gens .....	143
Tab. 13: Komponenten des Mastermix zum Nachweis des <i>ail</i> -Gens.....	143
Tab. 14: Temperatur-Zeit-Profil der real-time PCR zum Nachweis des <i>ail</i> -Gens....	144
Tab. 15: Primer- und SONDENSEQUENZEN des ttr- und ntb2-Systems .....	144
Tab. 16: Komponenten des Mastermix zum Nachweis von <i>Salmonella</i> spp.....	145
Tab. 17: Temperatur-Zeit-Profil der real-time PCR zum Nachweis von <i>Salmonella</i> spp. ....	145
Tab. 18: Verwendete Primer- und SONDENSEQUENZEN zum Nachweis von MRSA..	146
Tab. 19: Komponenten des Mastermix zum Nachweis von MRSA.....	147
Tab. 20: Temperatur-Zeit-Profil der real-time PCR zum Nachweis von MRSA.....	148
Tab. 21: Primer- und SONDENSEQUENZEN für die Interne Amplifikations-	

kontrolle (IAC).....	148
Tab. 22: Checkliste zur Erfassung der Schlachttechnologie.....	149
Tab. 23: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 1.....	150
Tab. 24: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 2.....	151
Tab. 25: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 3.....	152
Tab. 26: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 4.....	153
Tab. 27: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 5.....	154
Tab. 28: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 6.....	155
Tab. 29: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 7.....	156
Tab. 30: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 8.....	157
Tab. 31: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 9.....	158
Tab. 32: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 10.....	159
Tab. 33: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 11.....	160
Tab. 34: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 12.....	161
Tab. 35: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 13.....	162
Tab. 36: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 14.....	163
Tab. 37: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 15, Probenahme 1 .....	164
Tab. 38: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 15, Probenahme 2 .....	165
Tab. 39: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 15, Probenahme 3 und 4 .....	166
Tab. 40: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 16.....	167
Tab. 41: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 17.....	168
Tab. 42: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 18.....	169
Tab. 43: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 19.....	170
Tab. 44: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 20.....	171

## 10 Anhang

### Feste Nährmedien

*VRBD (Violet-Red-Bile-Glukose-Agar nach Mossel )*

Typische Zusammensetzung (g/l):

Pepton aus Fleisch	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

*Baird Parker Agar (BP-Agar)*

Typische Zusammensetzung (g/l):

Pepton aus Casein	10,0
Fleischextrakt	5,0
Hefeextrakt	1,0
Natriumpyruvat	10,0
Glycin	12,0
Lithiumchlorid	5,0
Agar Agar	15,0

*Rapid E. Coli Agar (REC-Agar), Fa. Bio Rad*

Typische Zusammensetzung:

Natriumchlorid	10-20%
Hefeextrakt	10-20%
Natriumpyruvat	10-20%
Pepton aus Fleisch	10-20%
Pepton aus Gelatine	10-20%
Dinatriumhydrogenphosphat	5-10%
Kaliumdihydrogenphosphat	1 - 2,5%
Natriumdesoxycholat	1 - 2,5%

*Dreizucker-Eisen-Agar*

Typische Zusammensetzung (g/l):

Pepton aus Casein	15,0
Pepton aus Fleisch	5,0
Fleischextrakt	3,0
Hefeextrakt	3,0
Natriumchlorid	5,0
Lactose	10,0
Saccharose	10,0
D(+)-Glucose	1,0
Eisen(III)-Ammoniumcitrat	0,5
Natriumthiosulfat	0,5
Phenolrot	0,024
Agar-Agar	12,0

*Yersinia* Selektivagar nach Schiemann (*CIN Agar*)

Typische Zusammensetzung (g/l):

Pepton aus Casein	10,0
Pepton aus Fleisch	10,0
Hefeextrakt	2,0
D(-)Mannit	20,0
Natriumpyruvat	2,0
Natriumchlorid	1,0
Magnesiumsulfat	0,01
Gallesalzmischung	1,0
Neutralrot	,03
Kristallviolett	0,01
Agar	12,0

## Müller-Hinton-Agar

Typische Zusammensetzung (g/l):

Fleischinfus	2,0
Caseinhydrolysat	17,5
Stärke	1,5

*Blut-Agar- Platten*

Typische Zusammensetzung (g/l):

Fleischextrakt (Lab-Lemco)	10,0
Pepton	10,0
Natriumchlorid	5,0

*CHROMagar<sup>TM</sup>MRSA (MAST-DIAGNOSTICA GmbH)*

Zusammensetzung (g/l):

Chromogen- und Selektivgemisch	2,5
Pepton	40,0
Natriumchlorid	25,0
Agar	15,0

*Brilliance MRSA Agar (Fa. Oxoid)*

Zusammensetzung (g/l):

Peptonmischung	25,0
Kohlenhydrate	4,0
Salz	5,0
Kaolin	8,0
Chromogene Mischung	2,2
Antibiotikamischung	20,0
Agar	13,0

**Flüssige Nährmedien**

Verdünnungslösung mit 0,4% Agar

Zusammensetzung:

Aqua deion.	1000 ml
Pepton aus Casein (pankreatisch) (Merck)	1,0
Natriumchlorid (Merck)	8,5
Agar Agar (Merck)	0,4



Pepton-Sorbit-Gallensalz-Bouillon (PSB-Bouillon) zur selektiven Anreicherung von Yersinien

Zusammensetzung:

Casein, enzymatisch verdaut	5,0 g
Sorbit	10,0 g
Natriumchlorid	5,0 g
Dinatriumhydrogenphosphat ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ )	8,23 g
Natriumhydrogenphosphat-Monohydrat ( $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ )	1,2 g
Gallensalze	1,5 g
Wasser	1000 ml

Peptonwasser zur Anreicherung von Salmonellen

Buffered Peptone Water (BPW-F), bioMerieux® SA, France

Typische Zusammensetzung (g/l):

Pepton	10,0
Natriumchlorid	5,0
Phosphatpuffer	10,0

Salmonellen-Anreicherungsbouillon nach Rappaport und Vassiliadis, RVS-Bouillon

Typische Zusammensetzung (g/l):

Sojapepton	4,50
Natriumchlorid	7,20
Dikaliumhydrogenphosphat	0,18
Kaliumhydrogenphosphat	1,26
Magnesiumchlorid $\times 6 \text{ H}_2\text{O}$	28,60
Malachitgrünnoxalat	

## Halbfester Rappaport oder MSRV

Typische Zusammensetzung (g/l):

Tryptose	4,59
Caseinhydrolysat	4,59
Natriumchlorid	7,34
Kaliumdihydrogenphosphat	1,47
Magnesiumchlorid	10,93
Malachitgrünnoxalat	0,037
Agar	2,70

## Müller-Hinton-Anreicherungsbouillon (MRSA-Anreicherungsbouillon)

Typische Zusammensetzung (g/l):

Fleischinfus	2,0
Caseinhydrolysat	17,5
Stärke	1,5
Agar-Agar	13,0

## Trypton-Soja-Bouillon (MRSA-Selektivmedium)

Typische Zusammensetzung:

Caso-Bouillon (Merck)	1000 ml
Aztreonam (Fluka)	50 mg
Cefoxitin (Fluka)	3,5 mg

Standard-I-Bouillon (Merck 1.07882)

Typische Zusammensetzung (g/l):

Pepton	15,0
Hefeextrakt	3,0
Natriumchlorid	6,0
D(+)-Glucose	1,0

### Verbrauchsmaterialien

Anaerobierindikator *Microbiology Anaerotest* (Merck, Darmstadt)

AnaeroGen 2,5 litre (Oxoid, Wesel)

AnaeroGen 3,5 litre (Oxoid, Wesel)

Anaerotest Anaerobiose-Indikator (Merck, Darmstadt)

Anaerobiertopf AnaeroJar 2,5 l (Oxoid, Wesel)

Anaerobiertopf AnaeroJar 3,5 l (Oxoid, Wesel)

Anaerobiertopf, 7,5 l (Merck, Darmstadt)

Kunststoffbecher für *Eddy Jet* Spiralplater (IUL-Instruments, Königswinter)

MicroAmp Optical 96-Well Reaction Plate (Applied Biosystems, USA)

MicroAmp Optical adhesive film (Applied Biosystems, USA)

Pipettenspitzen für *Eddy Jet* Spiralplater (IUL Instruments, Königswinter)

Pipettenspitzen ep T.I.P.S. (Eppendorf, Hamburg)

PCR-Pipettenspitzen epT.I.P.S. Motion (Eppendorf, Hamburg)

PCR Sealers, Microseal 'B' Film (BIO-RAD, USA)

Safe-Lock tubes 0,5 ml, mix, (Eppendorf, Hamburg)

Safe-Lock tubes, Biopur® 2,0 ml (Eppendorf, Hamburg)

Stomacher-Beutel, steril, mit Filterstreifen (Interscience, Frankreich)

### Reagenzien

Antibiotikaplättchen (Oxoid, Wesel):

- Amoxicillin 20µg/ Clavulansäure 10µg CT0223B
- Ampicillin 10µg CT0003B
- Cefacetril 30µg CT13028
- Cefoperazone 30µg CT0193B

- Cefquinome 30µg CT17938
- Colistin 10µg CT0017B
- Erythromycin 15µg CT0020B
- Lincomycin 15µg CT0028B
- Neomycin 30µg CT0033B
- Oxacillin 5µg CT0040B
- Penicillin 10 i.u. CT0043B
- Ubrolexin (Cefalexin 15µg/Kanamycin 30µg)

Coagulase Plasma (Remel, USA)

Ethanol 70%, vergällt mit MEK (Bernd Kraft, Duisburg)

PCR-Primer und –Sonden (Eurofins MWG Operon, Ebersberg)

PCR pUC 19 Plasmid (Fermentas, Thermo Fisher Scientific, USA)

*Brilliant Multiplex QPCRMasternmix* (Agilent Technologies, USA)

TaqMan Universal MasterMix (Applied Biosystems, USA)

TE-Puffer (10 mM Tris-HCl (pH 8.0), 1 mM EDTA) (Carl Roth, Karlsruhe)

## Geräte

Brutschrank, 37 °C ± 1 °C (Mettler, Schwabach)

Brutschrank, 37 °C ± 1 °C (Mettler, Schwabach)

Brutschrank, 44 °C ± 1 °C (Mettler, Schwabach)

Bunsenbrenner Fireboy (Tecnomara, Schweiz)

Centrifuge 5417R und Centrifuge 5430 (Eppendorf, Hamburg)

Dilutor (IUL Instruments, Königswinter)

Dispensor (Oxoid, Wesel)

Gefrierschrank *Profiline* (Liebherr, Ettlingen)

Glaspipetten 2 ml

Hemmhofschablone (Böhringer Ingelheim, Ingelheim)

Homogenisator *Masticator* (IUL Instruments, Königswinter)

Impfösen

Keimzählgerät *Counterstat Flash 4.2* (IUL Instruments, Königswinter)

Kühlgefrierkombination (Liebherr, Schweiz)

Kühlschrank *Gastrolin* (Liebherr, Schweiz)

Pipetten *Research* 2-20 µl, 10-100 µl, 100-1000 µl (Eppendorf, Hamburg)

Pipettierautomat *epMotion* 5070 (Eppendorf, Hamburg)

Pipettierhilfe Multipette plus(Eppendorf, Hamburg)  
Pipettiersystem *Sequentia* (Kiestra Instrumentmakers, Niederlande)  
Reagenzglasröhrchen mit Metallkappen (Ø 16mm, Länge 160 mm)  
Spiralplater *EddyJet* (IUL Instruments, Königswinter)  
Schüttelgerät (Janke & Kunkel, Stauffen)  
Sterilisator (Nüve, Türkei)  
Thermocycler Mx3000P QPCR System (Agilent Technologies, USA)  
Thermocycler Mx3005P QPCR System (Agilent Technologies, USA)  
Thermocycler Mx3005P hellgrau QPCR System (Agilent Technologies, USA)  
Thermomixer comfort (Eppendorf, Hamburg)  
Tischzentrifuge Mini Spin (Eppendorf, Hamburg)  
Vortex Mixer – Vortex Genie 2 (Scientific Industries, USA)  
Waage (Precisa Gravimetrics, Schweiz)

**Software**

MxPro ET QPCR Software (Agilent Technologies, USA)

Verwendete Primer- und Sondensequenzen, Mastermix-Zusammensetzung und Temperatur-Zeit-Profil zum Nachweis pathogener Keime

***Y. enterocolitica***

Tab. 12: Verwendete Primer- und Sondensequenzen zum Nachweis des *ail*-Gens

Primer/ Sonde	Sequenz (5'-3')	Zitat
Primer	CCCAGTAATCCATAAAGGCTAACATAT	Lambertz et al. (2008)
Primer	ATGATAACTGGGGAGTAATAGGTTTCG	
<i>ail</i> - spezifische Sonde	FAM-TGACCAAACCTTATTACTGCCATA-MGB	
<i>Yersinia</i> - DNA- spezifische Sonde	FAM-TCTATGGCAGTAATAAGTTTGGTCACGGTGATCT-TAMRA	

*ail*: attachment and invasion locus gene

Tab. 13: Komponenten des Mastermix zum Nachweis des *ail*-Gens

	Konzentration [nM]	Menge pro Ansatz [µl]
Brilliant Multiplex QPCR Mastermix		12.5
Primer, jeweils	500	1.25
Sonden, jeweils	200	0.5
Aqua dest.		4.5
IAC (pUC-19-Plasmid, Konz. 1fg)		1
Template		5
Gesamt		25

IAC: Interne Amplifikationskontrolle

Tab. 14: Temperatur-Zeit-Profil der real-time PCR zum Nachweis des *ail*-Gens

	Temperatur [°C]	Zeit [s]
Initiale Denaturierung	95	600
<u>45 Zyklen:</u>		
Denaturierungsschritt	95	60
Anlagerung und Synthese	55	15

***Salmonella* spp.**Tab. 15: Primer- und SONDENSEQUENZEN DES *ttr*- UND *ntb2*-SYSTEMS

Bezeichnung	Primer/ Sonde	Sequenz (5'-3')	Referenz- Genbank Acc. Nr.	Zitat
ttr-6	Primer	CTCACCAGGAGATTACAACATGG	NC003197	Malorny et al.
ttr-4	Primer	AGCTCAGACCAAAAGTGACCATC		
ttr-5	<i>Salmonella</i> DNA spezifische Sonde	FAM- CACCGACGGCGAGACCGACTTT- Dark Quencher		
ntb2- AW-fw	Primer	ACCACAATGCCAGAGTGACAAC	----	ASU L 00. 00-98
ntb2- AW-re	Primer	TACCTGGTCTCCAGCTTTCAGTT		
ntb2- AW-So	Sonde	CACGCGCATGAAGTTAGGGGACC A		

ASU: Amtliche Sammlung nach § 64 LFGB L 00.00-98 Stand: April 2007

FAM : 6-FAM-phosphoramidit

Tab. 16: Komponenten des Mastermix zum Nachweis von *Salmonella* spp.

Primer/Sonde	Konzentration [nM]	Menge [µl]
TaqMan Universal MasterMix	1 x	12,5
ntb2 fw	400	1,00
ntb2 re	500	1,00
Sonde ntb2 (HEX-markiert)	100	0,25
Primer ttr-6	400	1,00
Primer ttr-4	400	1,00
Sonde ttr-5 (FAM-markiert)	100	0,25
Aqua dest.		2
IPC ntb2 2/2 (Plasmid, ca. 25 Kopien)		1
Template		5
Gesamt		25

FAM: 6-FAM-phosphoramidit

Tab. 17: Temperatur-Zeit-Profil der real-time PCR zum Nachweis von *Salmonella* spp.

Zyklusphase	Temperatur [°C]	Zeit [s]
Initiale Denaturierung	95	600
<u>45 Zyklen:</u>		
Denaturierungsschritt	94	15
Anlagerung und Synthese	60	45
	72	30



**MRSA**

Tab. 18: Verwendete Primer- und Sondensequenzen zum Nachweis von MRSA

Primer/Sonde	Sequenz(5'-3')	Zitat
mecA For	GGCAATATTACCGCACCTCA	McDonald et al., (2005)
mecA Rev	GTCTGCCACTTTCTCCTTGT	
mecA Sonde	AGATCTTATGCAAACCTTAATTGGCAAATCC	
nuc For	CAAAGCATCAAAAAGGTGTAGAGA	
nuc Rev	TTCAATTTTCTTTGCATTTTCTACCA	
nuc Sonde	TTTTCGTAAATGCACTTGCTTCAGGACCA	
PVL For	ACACACTATGGCAATAGTTATTT	
PVL Rev	AAAGCAATGCAATTGATGTA	
PVL Sonde	ATTTGTAAACAGAAATTACACAGTTAAATATGA	
luk-PV <sup>1</sup>	ATCATTAGGTAAAATGTCTGGACATGATCCA	
luk-PV <sup>2</sup>	GCATCAASTGTATTGGATAGCAAAGC	

mecA: Methicillin-Resistenz-Gen; Nuc: *S. aureus*-spezifisches Nuclease-Gen; PVL: Panton-Valentine-Leukozidin-Gen; luk-PV: Panton-Valentine-Toxin-Gen; For: Forward-Primer; Rev: Reverse-Primer

Tab. 19: Komponenten des Mastermix zum Nachweis von MRSA

Komponenten	Konzentration [nM]	Menge [µl]
Brillant Multiplex QMastermix	1 x	12,5
mecA For	300	0,75
mecA Rev	300	0,75
mecA Sonde	100	0,25
nuc For	50	0,13
nuc Rev	50	0,13
nuc Sonde	50	0,13
PVL For.	300	0,75
PVL Rev	300	0,75
PVL Sonde	100	0,25
Aqua dest.		3,61
Template	---	5
Gesamt	---	25

Tab. 20: Temperatur-Zeit-Profil der real-time PCR zum Nachweis von MRSA

Zyklusphase	Temperatur [°C]	Zeit [s]
Initiale Denaturierung	95	600
<u>40 Zyklen:</u>		
Denaturierungsschritt	95	15
Anlagerung und Synthese	60	60

### Interne Amplifikationskontrolle (IAC)

Tab. 21: Primer- und SONDENSEQUENZEN FÜR DIE INTERNE AMPLIFIKATIONSKONTROLLE (IAC)

Bezeichnung	Sequenz (5'-3')	Gensequenz
pUC 19 IAC fw	TGT GAA ATA CCG CAC AGA TG (20bp)	L09137
pUC 19 IAC re	AGC TGG CGT AAT AGC GAA G (19bp)	
pUC 19 IAC S (ROX/TAMRA)	GAG AAA ATA CCG CAT CAG GC (20bp)	

IAC: Interne Amplifikationskontrolle; ROX: 6-Carboxy-Rhodamin; TAMRA: Tetramethyl-6-carboxyrhodamin

## Checkliste: Erfassung der Schlachttechnologie

Tab. 22: Checkliste zur Erfassung der Schlachttechnologie

<b><u>Betrieb:</u></b>		Zulassungsnr.
<b>Produktionsdaten:</b> Handwerklicher Betrieb <input type="checkbox"/> Gesamtschlachtzahl/Tag: Industrieller Betrieb <input type="checkbox"/> Betriebszeiten:		
<b><u>Schlachtgeschwindigkeit</u></b>		
<b><u>Herkunft der Tiere:</u></b>	<b><u>Transportdauer:</u></b>	
<b><u>Wartestall</u></b> ja <input type="checkbox"/> nein <input type="checkbox"/>  <b><u>Verweildauer:</u></b>		
<b><u>Brühtechnik:</u></b> Bottichbrühen <input type="checkbox"/> Kondensatbrühung <input type="checkbox"/> Wasserbrühtunnel <input type="checkbox"/>		<b><u>Brühtemperatur:</u></b>  <b><u>Dauer:</u></b>
<b><u>Enthaarung:</u></b> Kontinuierlich <input type="checkbox"/> Frischwasserzufuhr: ja <input type="checkbox"/> nein <input type="checkbox"/> Diskontinuierlich <input type="checkbox"/> kombiniert im Brühkessel <input type="checkbox"/> manuell <input type="checkbox"/> <b><u>Abflammen:</u></b> <b><u>Dauer:</u></b> Manuell <input type="checkbox"/> Kombiniert mit Entborstung <input type="checkbox"/> Flammofen nach Entborstung <input type="checkbox"/>		
<b><u>Entfernung der Augen und Ohren:</u></b> ja <input type="checkbox"/> nein <input type="checkbox"/>		<b>Korrekturfaktor</b> ja <input type="checkbox"/> nein <input type="checkbox"/>

## Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchungen nach Betrieben

Tab. 23: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 1

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24h/aerob/45°C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48h/anaerob/30°C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48h/aerob/37°C BP</b>
1	Ohr	<100	<100	<100
1	Ohr	<100	1,02E+02	<100
1	Ohr	2,03E+02	<100	<100
1	Ohr	<100	<100	1,02E+02
1	Ohr	<100	<100	3,06E+02
1	Ohr	<100	2,04E+02	3,06E+02
1	Ohr	<100	<100	<100
1	Ohr	<100	<100	<100
1	Ohr	<100	<100	<100
1	Ohr	<100	<100	<100
1	Auge	< 100	< 100	< 100
1	Auge	< 100	< 100	< 100
1	Auge	< 100	< 100	< 100
1	Auge	< 100	< 100	< 100
1	Auge	< 100	< 100	< 100
1	Auge+Lid	< 100	7,03E+03	< 100
1	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
1	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
1	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
1	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
1	Spitzbein	< 100	< 100	1,01E+02
1	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
1	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
1	Spitzbein	< 100	< 100	6,07E+02
1	Spitzbein	< 100	< 100	3,34E+03
1	Spitzbein	< 100	< 100	1,32E+03
1	Spitzbein	< 100	< 100	1,42E+03
1	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
1	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
1	Spitzbein	< 100	< 100	< 100

Tab. 24: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 2

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
2	Ohr	< 100	< 100	2,06E+02
2	Ohr	< 100	< 100	< 100
2	Ohr	< 100	< 100	< 100
2	Ohr	< 100	< 100	< 100
2	Ohr	< 100	< 100	4,12E+02
2	Ohr	< 100	< 100	2,06E+02
2	Ohr	< 100	5,15E+02	< 100
2	Ohr	< 100	< 100	< 100
2	Ohr	< 100	< 100	< 100
2	Ohr	< 100	< 100	< 100
2	Auge	< 100	< 100	< 100
2	Auge	< 100	< 100	1,03E+02
2	Auge	< 100	< 100	< 100
2	Auge	< 100	< 100	< 100
2	Auge	< 100	1,03E+02	< 100
2	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
2	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
2	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
2	Auge+Lid	< 100	< 100	6,20E+02
2	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
2	Spitzbein	<100	< 100	1,02E+02
2	Spitzbein	<100	< 100	1,73E+03
2	Spitzbein	<100	< 100	9,19E+02
2	Spitzbein	<100	< 100	5,82E+03
2	Spitzbein	<100	< 100	5,10E+02
2	Spitzbein	<100	< 100	1,82E+04
2	Spitzbein	<100	< 100	3,06E+02
2	Spitzbein	<100	< 100	9,19E+02
2	Spitzbein	4,10E+04	4,08E+02	8,16E+02
2	Spitzbein	<100	< 100	1,33E+03

Tab. 25: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 3

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Ohr	4,12E+02	2,06E+02	<100
3	Ohr	<100	<100	<100
3	Auge	< 100	<100	<100
3	Auge	4,10E+04	1,03E+02	2,07E+02
3	Auge	< 100	<100	<100
3	Auge	< 100	<100	<100
3	Auge	< 100	<100	<100
3	Auge+Lid	< 100	<100	<100
3	Auge+Lid	< 100	<100	1,03E+02
3	Auge+Lid	< 100	<100	<100
3	Auge+Lid	< 100	<100	<100
3	Auge+Lid	< 100	<100	<100
3	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+02
3	Spitzbein	< 100	< 100	2,07E+02
3	Spitzbein	< 100	< 100	2,07E+02
3	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
3	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
3	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
3	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+02
3	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
3	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+02
3	Spitzbein	< 100	< 100	< 100

Tab. 26: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 4

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Ohr	<100	<100	<100
4	Auge	< 100	< 100	< 100
4	Auge	< 100	< 100	< 100
4	Auge	< 100	< 100	< 100
4	Auge	< 100	< 100	< 100
4	Auge	< 100	< 100	< 100
4	Auge+Lid	< 100	2,04E+02	< 100
4	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
4	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
4	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
4	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
4	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
4	Spitzbein	< 100	4,08E+02	< 100
4	Spitzbein	< 100	1,02E+02	< 100
4	Spitzbein	< 100	< 100	2,04E+02
4	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
4	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
4	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
4	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
4	Spitzbein	< 100	2,04E+02	2,04E+02
4	Spitzbein	< 100	< 100	3,06E+02



Tab. 27: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 5

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
5	Ohr	< 100	< 100	< 100
5	Ohr	< 100	< 100	< 100
5	Ohr	< 100	< 100	1,01E+02
5	Ohr	< 100	< 100	< 100
5	Ohr	< 100	< 100	< 100
5	Ohr	< 100	< 100	1,01E+02
5	Ohr	< 100	< 100	< 100
5	Ohr	< 100	< 100	< 100
5	Ohr	< 100	< 100	< 100
5	Ohr	< 100	< 100	< 100
5	Auge	< 100	< 100	< 100
5	Auge	< 100	< 100	< 100
5	Auge	< 100	< 100	< 100
5	Auge	< 100	< 100	< 100
5	Auge	< 100	< 100	< 100
5	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
5	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
5	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
5	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
5	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
5	Spitzbein	<100	< 100	1,33E+03
5	Spitzbein	<100	1,84E+03	9,19E+02
5	Spitzbein	<100	< 100	1,43E+03
5	Spitzbein	<100	2,04E+02	1,12E+03
5	Spitzbein	<100	1,02E+02	1,53E+03
5	Spitzbein	<100	< 100	1,12E+03
5	Spitzbein	<100	1,12E+03	4,90E+03
5	Spitzbein	<100	2,65E+03	1,10E+04
5	Spitzbein	<100	< 100	2,04E+03
5	Spitzbein	<100	< 100	1,84E+03

Tab. 28: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 6

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
6	Ohr	< 100	< 100	< 100
6	Ohr	< 100	3,07E+02	3,07E+02
6	Ohr	< 100	< 100	< 100
6	Ohr	< 100	< 100	1,02E+02
6	Ohr	< 100	< 100	< 100
6	Ohr	< 100	2,25E+03	2,25E+03
6	Ohr	< 100	< 100	3,07E+02
6	Ohr	< 100	6,14E+02	< 100
6	Ohr	< 100	< 100	< 100
6	Ohr	< 100	< 100	< 100
6	Auge	< 100	< 100	< 100
6	Auge	< 100	< 100	< 100
6	Auge	< 100	< 100	< 100
6	Auge	< 100	< 100	< 100
6	Auge	< 100	< 100	< 100
6	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
6	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
6	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
6	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
6	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
6	Spitzbein	<100	1,13E+03	4,09E+02
6	Spitzbein	<100	6,14E+02	5,11E+02
6	Spitzbein	<100	4,09E+02	3,07E+02
6	Spitzbein	<100	5,11E+02	4,09E+02
6	Spitzbein	<100	4,09E+02	< 100
6	Spitzbein	<100	6,14E+02	7,16E+02
6	Spitzbein	<100	2,05E+02	2,05E+02
6	Spitzbein	<100	1,02E+02	4,09E+02
6	Spitzbein	<100	2,05E+02	4,09E+02
6	Spitzbein	<100	5,11E+02	1,46E+04

Tab. 29: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 7

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Ohr	<100	<100	<100
7	Auge	< 100	< 100	< 100
7	Auge	< 100	< 100	< 100
7	Auge	< 100	< 100	< 100
7	Auge	< 100	1,02E+02	< 100
7	Auge	< 100	< 100	< 100
7	Auge+Lid	< 100	3,05E+02	1,02E+03
7	Auge+Lid	< 100	< 100	1,02E+02
7	Auge+Lid	< 100	1,02E+02	1,02E+02
7	Auge+Lid	< 100	< 100	2,04E+02
7	Auge+Lid	< 100	< 100	1,22E+03
7	Spitzbein	< 100	< 100	5,11E+02
7	Spitzbein	< 100	< 100	9,20E+02
7	Spitzbein	< 100	< 100	5,11E+02
7	Spitzbein	< 100	< 100	2,76E+03
7	Spitzbein	< 100	1,02E+02	9,20E+02
7	Spitzbein	< 100	< 100	5,11E+02
7	Spitzbein	< 100	1,02E+02	9,20E+02
7	Spitzbein	< 100	< 100	1,02E+02
7	Spitzbein	< 100	< 100	3,37E+03
7	Spitzbein	< 100	< 100	3,07E+02

Tab. 30: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 8

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Ohr	< 100	<100	<100
8	Auge	< 100	< 100	< 100
8	Auge	< 100	< 100	< 100
8	Auge	< 100	< 100	4,07E+02
8	Auge	< 100	< 100	< 100
8	Auge	< 100	< 100	1,02E+02
8	Auge+Lid	< 100	< 100	1,02E+02
8	Auge+Lid	< 100	< 100	1,02E+02
8	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
8	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
8	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
8	Spitzbein	<100	< 100	< 100
8	Spitzbein	<100	< 100	< 100
8	Spitzbein	<100	< 100	< 100
8	Spitzbein	<100	< 100	< 100
8	Spitzbein	<100	< 100	2,04E+02
8	Spitzbein	<100	< 100	< 100
8	Spitzbein	<100	< 100	< 100
8	Spitzbein	<100	< 100	< 100
8	Spitzbein	<100	< 100	1,02E+02
8	Spitzbein	<100	< 100	< 100

Tab. 31: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 9

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	<100	<100
9	Ohr	<100	1,03E+02	<100
9	Auge	< 100	< 100	< 100
9	Auge	< 100	< 100	< 100
9	Auge	< 100	< 100	< 100
9	Auge	< 100	< 100	< 100
9	Auge	< 100	< 100	< 100
9	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
9	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
9	Auge+Lid	< 100	< 100	2,07E+04
9	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
9	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
9	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
9	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
9	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+02
9	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
9	Spitzbein	< 100	< 100	2,07E+02
9	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
9	Spitzbein	< 100	< 100	6,10E+03
9	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+02
9	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
9	Spitzbein	< 100	< 100	< 100

Tab. 32: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 10

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	9,27E+02	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Ohr	< 100	< 100	< 100
10	Auge	< 100	< 100	< 100
10	Auge	< 100	< 100	< 100
10	Auge	< 100	< 100	1,03E+02
10	Auge	< 100	< 100	< 100
10	Auge	< 100	< 100	< 100
10	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
10	Auge+Lid	< 100	< 100	3,10E+02
10	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
10	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
10	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
10	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
10	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
10	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
10	Spitzbein	< 100	< 100	1,02E+02
10	Spitzbein	< 100	< 100	4,08E+02
10	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
10	Spitzbein	< 100	< 100	7,14E+02
10	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
10	Spitzbein	< 100	< 100	5,10E+02
10	Spitzbein	< 100	< 100	< 100

Tab. 33: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 11

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
11	Ohr	< 100	< 100	2,04E+02
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Ohr	< 100	< 100	< 100
11	Auge	< 100	< 100	< 100
11	Auge	< 100	< 100	< 100
11	Auge	< 100	< 100	< 100
11	Auge	< 100	< 100	< 100
11	Auge	< 100	< 100	< 100
11	Auge+Lid	< 100	< 100	1,02E+02
11	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
11	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
11	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
11	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
11	Spitzbein	< 100	< 100	4,09E+02
11	Spitzbein	< 100	2,04E+02	6,95E+03
11	Spitzbein	< 100	< 100	1,74E+03
11	Spitzbein	< 100	< 100	8,18E+02
11	Spitzbein	< 100	< 100	2,76E+03
11	Spitzbein	< 100	< 100	6,64E+03
11	Spitzbein	< 100	< 100	6,03E+03
11	Spitzbein	< 100	< 100	3,17E+03
11	Spitzbein	< 100	< 100	2,23E+04
11	Spitzbein	< 100	< 100	1,53E+04

Tab. 34: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 12

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
12	Ohr	< 100	< 100	< 100
12	Ohr	< 100	< 100	< 100
12	Ohr	< 100	< 100	< 100
12	Ohr	< 100	< 100	< 100
12	Ohr	< 100	< 100	< 100
12	Ohr	< 100	< 100	2,02E+02
12	Ohr	< 100	< 100	< 100
12	Ohr	< 100	< 100	< 100
12	Ohr	< 100	7,09E+02	< 100
12	Ohr	< 100	< 100	< 100
12	Auge	< 100	< 100	< 100
12	Auge	< 100	< 100	< 100
12	Auge	< 100	< 100	< 100
12	Auge	< 100	2,04E+02	< 100
12	Auge	< 100	< 100	< 100
12	Auge+Lid	< 100	< 100	2,04E+02
12	Auge+Lid	< 100	1,02E+02	1,02E+02
12	Auge+Lid	< 100	1,02E+02	1,02E+02
12	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
12	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
12	Spitzbein	< 100	< 100	8,28E+02
12	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+02
12	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
12	Spitzbein	< 100	< 100	6,21E+02
12	Spitzbein	< 100	< 100	7,66E+03
12	Spitzbein	< 100	2,07E+02	1,03E+02
12	Spitzbein	< 100	< 100	2,69E+03
12	Spitzbein	< 100	< 100	1,97E+03
12	Spitzbein	< 100	< 100	1,45E+03
12	Spitzbein	< 100	< 100	< 100



Tab 35: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 13

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Ohr	<100	< 100	<100
13	Aug	< 100	< 100	< 100
13	Aug	< 100	< 100	< 100
13	Aug	< 100	< 100	< 100
13	Aug	< 100	< 100	< 100
13	Aug	< 100	< 100	< 100
13	Aug+Lid	< 100	< 100	< 100
13	Aug+Lid	< 100	< 100	< 100
13	Aug+Lid	< 100	< 100	< 100
13	Aug+Lid	< 100	< 100	< 100
13	Aug+Lid	< 100	< 100	< 100
13	Spitzbein	< 100	< 100	7,40E+04
13	Spitzbein	< 100	< 100	7,86E+03
13	Spitzbein	< 100	< 100	1,34E+03
13	Spitzbein	1,03E+02	< 100	5,48E+03
13	Spitzbein	< 100	< 100	2,38E+03
13	Spitzbein	< 100	< 100	5,17E+02
13	Spitzbein	< 100	< 100	2,28E+03
13	Spitzbein	< 100	< 100	6,21E+02
13	Spitzbein	< 100	< 100	6,21E+03
13	Spitzbein	< 100	< 100	1,41E+04

Tab. 36: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 14

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
14	Ohr	< 100	< 100	1,02E+02
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Ohr	6,12E+02	< 100	1,02E+02
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Ohr	< 100	< 100	< 100
14	Auge	< 100	< 100	< 100
14	Auge	< 100	< 100	< 100
14	Auge	< 100	< 100	< 100
14	Auge	< 100	< 100	< 100
14	Auge	< 100	< 100	< 100
14	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
14	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
14	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
14	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
14	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
14	Spitzbein	< 100	< 100	5,16E+03
14	Spitzbein	< 100	< 100	2,33E+03
14	Spitzbein	< 100	< 100	2,93E+03
14	Spitzbein	< 100	< 100	9,11E+02
14	Spitzbein	< 100	< 100	1,82E+03
14	Spitzbein	< 100	< 100	1,43E+04
14	Spitzbein	< 100	< 100	3,04E+03
14	Spitzbein	1,03E+02	4,05E+02	9,92E+03
14	Spitzbein	< 100	< 100	4,86E+03
14	Spitzbein	1,03E+02	< 100	1,82E+03

Tab. 37: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 15, Probenahme 1

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Ohr	<100	< 100	<100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	1,02E+02
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+02
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100

Tab. 38: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 15, Probenahme 2

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
15	Ohr	< 100	< 100	< 100
15	Ohr	< 100	4,04E+02	< 100
15	Ohr	< 100	< 100	< 100
15	Ohr	< 100	1,01E+02	< 100
15	Ohr	< 100	< 100	< 100
15	Ohr	< 100	< 100	2,02E+02
15	Ohr	< 100	< 100	< 100
15	Ohr	< 100	< 100	< 100
15	Ohr	< 100	3,03E+02	< 100
15	Ohr	< 100	6,98E+03	< 100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge	< 100	1,01E+02	< 100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	8,80E+03	5,97E+03
15	Spitzbein	2,02E+02	2,02E+02	5,06E+02
15	Spitzbein	< 100	2,02E+02	2,02E+02
15	Spitzbein	<100	5,36E+03	9,40E+03
15	Spitzbein	1,11E+03	2,02E+03	6,57E+03
15	Spitzbein	<100	6,07E+02	1,01E+02
15	Spitzbein	<100	1,01E+02	5,06E+02
15	Spitzbein	< 100	1,01E+02	1,01E+02
15	Spitzbein	2,22E+03	7,08E+02	3,13E+03
15	Spitzbein	<100	7,08E+02	1,01E+02

Tab. 39: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 15, Probenahme 3 und 4

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
15	Spitzbein	< 100	< 100	1,02E+02
15	Spitzbein	1,02E+02	< 100	< 100
15	Spitzbein	6,04E+02	8,17E+02	7,56E+03
15	Spitzbein	9,06E+02	8,17E+02	2,97E+04
15	Spitzbein	<100	< 100	2,25E+03
15	Spitzbein	1,02E+02	1,02E+02	7,15E+02
15	Spitzbein	<100	< 100	5,11E+02
15	Spitzbein	<100	< 100	2,04E+02
15	Spitzbein	<100	< 100	9,09E+03
15	Spitzbein	<100	1,02E+02	4,19E+03
Probenahme 4				
15	Spitzbein	< 100	< 100	1,02E+02
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	3,17E+03
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
15	Spitzbein	< 100	< 100	7,15E+02
15	Spitzbein	< 100	< 100	3,06E+02
15	Spitzbein	< 100	< 100	1,02E+02
15	Spitzbein	< 100	< 100	8,17E+02

Tab. 40: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 16

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	1,01E+02
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	< 100
16	Ohr	< 100	< 100	3,04E+02
16	Auge	< 100	< 100	2,04E+02
16	Auge	< 100	< 100	< 100
16	Auge	< 100	< 100	< 100
16	Auge	< 100	< 100	< 100
16	Auge	< 100	< 100	< 100
16	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
16	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
16	Auge+Lid	< 100	< 100	2,04E+02
16	Auge+Lid	< 100	< 100	3,05E+02
16	Auge+Lid	< 100	< 100	7,13E+02
16	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
16	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
16	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+03
16	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
16	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
16	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
16	Spitzbein	< 100	< 100	3,10E+02
16	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
16	Spitzbein	< 100	< 100	1,03E+02
16	Spitzbein	< 100	< 100	< 100

Tab. 41: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 17

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	<100	<100
17	Ohr	<100	2,16E+03	<100
17	Ohr	6,18E+02	<100	<100
17	Auge	<100	< 100	< 100
17	Auge	<100	< 100	< 100
17	Auge	<100	< 100	< 100
17	Auge	<100	< 100	< 100
17	Auge	<100	< 100	< 100
17	Auge+Lid	<100	< 100	1,03E+02
17	Auge+Lid	<100	< 100	< 100
17	Auge+Lid	<100	< 100	< 100
17	Auge+Lid	<100	< 100	1,03E+02
17	Auge+Lid	<100	< 100	<100
17	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
17	Spitzbein	< 100	< 100	1,02E+02
17	Spitzbein	1,02E+02	< 100	< 100
17	Spitzbein	< 100	< 100	2,04E+03
17	Spitzbein	< 100	< 100	4,09E+02
17	Spitzbein	< 100	1,02E+02	1,02E+02
17	Spitzbein	< 100	< 100	2,04E+02
17	Spitzbein	< 100	< 100	2,04E+02
17	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
17	Spitzbein	< 100	< 100	5,11E+02

Tab. 42: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 18

Betrieb	Gewebe	MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC	MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD	MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP
18	Ohr	< 100	< 100	< 100
18	Ohr	< 100	1,02E+02	< 100
18	Ohr	< 100	< 100	< 100
18	Ohr	< 100	< 100	< 100
18	Ohr	1,02E+02	< 100	< 100
18	Ohr	< 100	1,02E+02	< 100
18	Ohr	< 100	< 100	< 100
18	Ohr	< 100	< 100	< 100
18	Ohr	< 100	< 100	< 100
18	Ohr	< 100	< 100	< 100
18	Ohr	< 100	< 100	< 100
18	Auge	< 100	1,02E+02	< 100
18	Auge	< 100	< 100	< 100
18	Auge	< 100	< 100	< 100
18	Auge	< 100	< 100	< 100
18	Auge	< 100	< 100	< 100
18	Auge+Lid	< 100	< 100	1,02E+02
18	Auge+Lid	< 100	< 100	1,02E+02
18	Auge+Lid	< 100	< 100	1,02E+02
18	Auge+Lid	< 100	< 100	3,05E+02
18	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
18	Spitzbein	< 100	1,52E+03	1,92E+03
18	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
18	Spitzbein	< 100	< 100	1,01E+02
18	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
18	Spitzbein	< 100	< 100	4,05E+03
18	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
18	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
18	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
18	Spitzbein	< 100	< 100	1,01E+02
18	Spitzbein	< 100	< 100	< 100



Tab. 43: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 19

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
19	Ohr	< 100	<100	<100
19	Ohr	< 100	<100	1,02E+02
19	Ohr	< 100	<100	<100
19	Ohr	< 100	<100	2,03E+02
19	Ohr	< 100	<100	<100
19	Ohr	< 100	<100	4,07E+02
19	Ohr	< 100	<100	<100
19	Ohr	< 100	<100	<100
19	Ohr	5,06E+02	<100	<100
19	Ohr	< 100	< 100	< 100
19	Auge	<100	< 100	< 100
19	Auge	<100	< 100	< 100
19	Auge	<100	< 100	< 100
19	Auge	<100	< 100	< 100
19	Auge	<100	< 100	< 100
19	Auge+Lid	<100	< 100	< 100
19	Auge+Lid	1,03E+02	< 100	2,07E+02
19	Auge+Lid	<100	< 100	< 100
19	Auge+Lid	<100	< 100	< 100
19	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
19	Spitzbein	< 100	< 100	6,12E+02
19	Spitzbein	< 100	< 100	1,14E+04
19	Spitzbein	< 100	< 100	2,14E+03
19	Spitzbein	< 100	< 100	2,76E+03
19	Spitzbein	< 100	< 100	8,98E+03
19	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
19	Spitzbein	< 100	< 100	1,63E+03
19	Spitzbein	< 100	< 100	4,08E+03
19	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
19	Spitzbein	< 100	< 100	1,68E+04

Tab. 44: Mikrobiologische Ergebnisse Betrieb 20

<b>Betrieb</b>	<b>Gewebe</b>	<b>MW <i>E. coli</i> 24 h/aerob/45 °C REC</b>	<b>MW <i>Enterobacteriaceae</i> 48 h/anaerob/30 °C VRBD</b>	<b>MW <i>S. aureus</i> 48 h/aerob/37 °C BP</b>
20	Ohr	< 100	< 100	1,08E+02
20	Ohr	5,39E+02	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Ohr	< 100	< 100	< 100
20	Auge	< 100	< 100	< 100
20	Auge	< 100	< 100	< 100
20	Auge	< 100	< 100	< 100
20	Auge	< 100	< 100	< 100
20	Auge	< 100	< 100	< 100
20	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
20	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
20	Auge+Lid	< 100	< 100	2,16E+02
20	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
20	Auge+Lid	< 100	< 100	< 100
20	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
20	Spitzbein	< 100	< 100	3,24E+02
20	Spitzbein	< 100	< 100	1,29E+03
20	Spitzbein	5,39E+02	3,24E+02	1,94E+03
20	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
20	Spitzbein	< 100	< 100	5,39E+02
20	Spitzbein	< 100	< 100	< 100
20	Spitzbein	3,24E+02	1,08E+02	3,24E+02
20	Spitzbein	1,08E+02	2,16E+02	< 100
20	Spitzbein	< 100	< 100	1,08E+02

## 11 Danksagung

Ich danke Herrn Prof. Dr. Dr. habil. M. Gareis ganz herzlich für die Übernahme des Themas sowie die freundliche Unterstützung und Motivation bei der Fertigstellung der Arbeit.

Beim Bayerischen Landesamt für Gesundheit und Lebensmittelsicherheit in Oberschleißheim bedanke ich mich besonders für die Überlassung des Themas und für die Anstellung zur Durchführung der Dissertation.

Mein ganz besonderer Dank gilt Herrn Dr. Michael Bucher und Frau Dr. Ute Messelhäuser für die stets fachkundige und freundliche Betreuung und Durchsicht meiner Arbeit.

Herrn Armin Baier und Herrn Stephan Stenzel-Kaiser danke ich herzlich für die Mithilfe bei der Probenentnahme sowie für die fachliche Beratung bei allen schlachttechnologischen Fragestellungen und für die freundschaftliche Unterstützung.

Bei Frau Diana Thäringen, Frau Renate Zucker und ganz besonders bei Frau Krystyna Woryna bedanke ich mich herzlich für die allzeit gewährte fachkundige und freundliche Unterstützung sowie die Einarbeitung in die mikrobiologischen und molekularbiologischen Untersuchungstechniken.

Mein besonderer Dank gilt Herrn Dr. Sven Reese für die statistische Betreuung dieser Arbeit.

Ich bedanke mich herzlich bei Frau Stoecker und insbesondere bei Frau Lochmann vom Max-Rubner-Institut in Kulmbach für die freundliche Unterstützung bei meinen Literaturrecherchen.

Für die Bereitstellung des Untersuchungsmaterials und die angenehme Mitarbeit bedanke ich mich besonders bei allen beteiligten Schlachtbetrieben. Bei den Schlachthanlagenherstellern BANSS und Abele bedanke ich mich für die Überlassung der verwendeten Grafiken.

Meinen Freundinnen und Freunden danke ich für das entgegengebrachte Verständnis und das Interesse an meiner Arbeit. Ein herzliches Dankeschön geht an Ralf Eberle für die allzeit aufgebrachte Geduld und Hilfestellung bei allen EDV-technischen

Angelegenheiten. Weiterhin danke ich Nathalie Drees für die Unterstützung bei den Formatierungsarbeiten sowie für das Korrekturlesen dieser Arbeit.

Nicht zuletzt bedanke ich mich ganz besonders bei meinen Eltern für ihre Unterstützung während des gesamten Studiums und der Promotion.