

**LENA HARTMANN**

---

Untersuchung zur Verbesserung der Effektivität  
der elektrischen Betäubung von Mastschweinen  
unter Berücksichtigung ihres genetischen  
Hintergrundes, der Stromparameter und  
ausgewählter Schlachtkörpermerkmale

Inaugural-Dissertation zur Erlangung des Grades eines  
**Dr. med. vet.**  
beim Fachbereich Veterinärmedizin der Justus-Liebig-Universität Gießen

**Das Werk ist in allen seinen Teilen urheberrechtlich geschützt.**

**Die rechtliche Verantwortung für den gesamten Inhalt dieses Buches liegt ausschließlich bei dem Autoren dieses Werkes.**

Jede Verwertung ist ohne schriftliche Zustimmung der Autoren oder des Verlages unzulässig. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung in und Verarbeitung durch elektronische Systeme.

1. Auflage 2023

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted, in any form or by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording, or otherwise, without the prior written permission of the Authors or the Publisher.

1<sup>st</sup> Edition 2023

© 2023 by VVB LAUFERSWEILER VERLAG, Giessen  
Printed in Germany



*édition scientifique*  
**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**

STAUFENBERGRING 15, 35396 GIESSEN, GERMANY  
Tel: 0641-5599888 Fax: 0641-5599890  
email: [redaktion@doktorverlag.de](mailto:redaktion@doktorverlag.de)

[www.doktorverlag.de](http://www.doktorverlag.de)

Aus dem Institut für Tierzucht und Haustiergenetik  
Professur für Tierzüchtung  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

**Untersuchung zur Verbesserung der Effektivität der  
elektrischen Betäubung von Mastschweinen unter  
Berücksichtigung ihres genetischen Hintergrundes, der  
Stromparameter und ausgewählter  
Schlachtkörpermerkmale**

INAUGURAL-DISSERTATION  
zur Erlangung des Grades eines Dr. med. vet.  
beim Fachbereich Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

eingereicht von

**Lena Hartmann**

Tierärztin aus Paderborn

Gießen, 2023

Mit Genehmigung des Fachbereichs Veterinärmedizin  
der Justus-Liebig-Universität Gießen

Dekan: Prof. Dr. Dr. Stefan Arnhold

Gutachter: Prof. Dr. Sven König  
Prof. Dr. Dr. habil. Gerald Reiner

Tag der Disputation: 22.02.2023

*Meinen Eltern*

Teile dieser Arbeit wurden bereits publiziert bzw. vorgetragen:

May K, **Hartmann L**, Wenzlawowicz M von, Bühler C, König S. *Key parameters of head-heart electrical stunning need to be adapted to improve stunning effectiveness and meat quality in pigs of different genetic lines*. Meat Science 2022; 190:108829. doi: 10.1016/j.meatsci.2022.108829.

**Hartmann L**, Wenzlawowicz M von. *Untersuchung zur Verbesserung der Effektivität der elektrischen Betäubung von Mastschweinen*. Vortrag im Rahmen der Internationalen Leitmesse der Fleischwirtschaft (IFFA) am 18.05.2022 in Frankfurt (Main) im Auftrag des Deutschen Fleischer-Verbandes e.V.

## Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung .....	1
1.1	Zielsetzung .....	2
2	Literaturübersicht .....	3
2.1	Epileptiformer Anfall .....	3
2.2	Elektrobetäubung .....	4
2.2.1	Kopf-Durchströmung .....	4
2.2.2	Herz-Durchströmung .....	5
2.2.3	Beurteilung der Betäubungseffektivität .....	6
2.2.4	Stromparameter für die Elektrobetäubung .....	8
2.3	Entblutung .....	11
2.4	Weitere Einflussfaktoren auf die Betäubungseffektivität .....	12
2.5	Rechtliche Vorgaben .....	13
2.5.1	Europäische Rechtsvorgaben .....	13
2.5.2	Nationale Rechtsvorgaben .....	15
2.6	Befunde am Schlachtkörper .....	17
2.6.1	pH-Wert .....	17
2.6.2	Schlachtgewicht und Muskelfleischanteil .....	19
2.7	Schweinerassen in der Fleischerzeugung .....	21
2.8	Einfluss des genetischen Hintergrundes von Schweinen auf die Betäubungseffektivität und die Fleischqualität .....	22
3	Material und Methoden .....	24
3.1	Schlachtbetrieb und Tiere .....	24
3.2	Tieranlieferung .....	25
3.3	Zutrieb zur Fixierungseinrichtung und Betäubungsfalle .....	26
3.4	Stromparameter – Vorversuche zur Ermittlung der Betäubungsprogramme .....	27
3.5	Stromparameter – Hauptuntersuchung .....	29
3.6	Betäubung .....	31
3.7	Ansatz der Betäubungszange .....	34
3.8	Entblutung .....	36
3.9	Nachbetäubung .....	37
3.10	Betäubungskontrolle .....	39
3.11	Betäubungsaufzeichnungen .....	45
3.12	Schlachtprotokoll .....	48
3.13	Statistische Analysen .....	49

3.13.1	Statistische Modelle zur Schlachtung.....	50
3.13.2	Statistische Modelle zu Befunden am Schlachtkörper .....	56
4	Ergebnisse .....	59
4.1	Schlachtung.....	59
4.1.1	Vorversuche .....	59
4.1.2	Tiere .....	62
4.1.3	Ansatzposition der Betäubungszange .....	68
4.1.4	Entblutung .....	69
4.1.5	Untypisches Krampfverhalten .....	72
4.1.6	Betäubungseffektivität .....	76
4.1.7	Schnappatmung .....	98
4.1.8	Betäubungsaufzeichnungen .....	100
4.2	Befunde am Schlachtkörper .....	102
4.2.1	Schlachtgewicht .....	103
4.2.2	Muskelfleischanteil .....	105
4.2.3	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken .....	108
4.2.4	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe .....	117
4.3	Genotyp-Umwelt-Interaktion (GUI) .....	127
5	Diskussion .....	129
5.1	Material und Methoden .....	129
5.2	Ergebnisse .....	132
5.2.1	Vorversuche .....	132
5.2.2	Ansatzposition der Betäubungszange .....	133
5.2.3	Entblutung .....	134
5.2.4	Untypisches Krampfverhalten .....	135
5.2.5	Betäubungseffektivität .....	135
5.2.6	Schnappatmung .....	140
5.2.7	Betäubungsaufzeichnungen .....	141
5.2.8	Schlachtgewicht und Muskelfleischanteil .....	142
5.2.9	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken und pH <sub>40</sub> -Wert Rippe .....	143
5.3	Fazit und Vorschläge für die Umsetzung in der Praxis .....	146
6	Zusammenfassung .....	148
7	Summary .....	151
8	Literaturverzeichnis .....	153
9	Anhang .....	165
9.1	Ergebnistabellen .....	165



## Inhaltsverzeichnis

---

9.2	Abbildungsverzeichnis .....	196
9.3	Tabellenverzeichnis .....	200
	Erklärung .....	207
	Danksagung .....	208

## Abkürzungsverzeichnis

Abb.	Abbildung(en)
AG	Arbeitsgemeinschaft
AIC	Akaike Informationskriterium
Bio	Schweine aus der Schlachtgruppe der Bio-Schweine
BP	Betäubungsprogramm
bsi Schwarzenbek	Beratungs- und Schulungsinstitut für Tierschutz bei Transport und Schlachtung
BW-Hybrid	Baden-Württembergisches Hybridschwein
CO <sub>2</sub>	Kohlenstoffdioxid
DL	Deutsche Landrasse
EEG	Elektroenzephalogramm
EFSA	European Food Safety Authority
EG	Europäische Gemeinschaft
EKG	Elektrokardiogramm
GABA	Gamma-Amino-Buttersäure
GUI	Genotyp-Umwelt-Interaktion
LGW	Lebendgewicht
LSM	Least-Squares-Means (deutsch: Kleinste-Quadrate Mittelwerte)
LW	Large White
MFA	Muskelfleischanteil
n	Anzahl
NBR	Nachbetäubungsrate
p	p-Wert

## Abkürzungsverzeichnis

---

pH <sub>24</sub> / pH <sub>40</sub> / pH <sub>45</sub>	24 h / 40 min / 45 min post mortem gemessener pH-Wert am Schlachtkörper
PIC	Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover)
Pi	Pietrain
PSE	pale, soft, exsudative
s	Sekunde(n)
SA	Schnappatmung
SEUROP	Handelsklassenschema bei Schweinen: Handelsklassen S, E, U, R, O, P abhängig vom prozentualen Muskelfleischanteil des Schlachtkörpers
SG	Schlachtgruppe
SGW	Schlachtgewicht
SH	Schwäbisch-Hällisches Landschwein
SHV	Schweine aus der Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen)
StS-Intervall	Stun-to-Stick-Intervall
Tab.	Tabelle(n)
TierSchG	Deutsches Tierschutzgesetz
TierSchIV	Deutsche Tierschutz-Schlachtverordnung
Unt. Kr.	Untypisches Krampfverhalten
WS	Schweine aus der Schlachtgruppe der weißen Mastschweine



## 1 Einleitung

Laut der Verordnung der Europäischen Gemeinschaft (EG) Nr. 1099/2009 vom 24. September 2009 zum Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung, dem deutschem Tierschutzgesetz (TierSchG, in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), zuletzt geändert durch Artikel 280 der Verordnung vom 19. Juni 2020 (BGBl. I S. 1328)) sowie der deutschen Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchlV, Deutsche Verordnung zum Schutz von Tieren im Zusammenhang mit der Schlachtung oder Tötung und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 20. Dezember 2012 (BGBl. I S. 2982)) muss ein Tier zum Zeitpunkt der Tötung betäubt und damit wahrnehmungs- und empfindungslos sein. Die im regulären Schlachtbetrieb hierfür zulässigen Verfahren für die Schweineschlachtung sind die Elektrobetäubung und die Betäubung mittels Kohlenstoffdioxid (CO<sub>2</sub>). 2021 wurden mit diesen Verfahren insgesamt 56,2 Millionen Schweine in Deutschland betäubt und geschlachtet (STATISTISCHES BUNDESAMT 2022). Die Elektrobetäubung kommt eher in kleinen und mittelgroßen Schlachthöfen zum Einsatz (SINDHØJ et al. 2021). Korrekt durchgeführt, führt diese Betäubungsmethode unmittelbar zu einem Wahrnehmungs- und Empfindungsverlust der Tiere (EFSA 2020). Allerdings kommt es auch im Rahmen der Elektrobetäubung zu Fehlbetäubungen der Schweine (DALMAU et al. 2016). Trotz wissenschaftlicher Evaluation und rechtlich festgelegter Mindestanforderungen an die Elektrobetäubung von Schweinen, lassen sich auch bei diesem Betäubungsverfahren immer noch hohe Nachbetäubungsraten feststellen (EFSA 2004, VÉGH et al. 2010, WENZLAWOWICZ et al. 2012). Nach Angaben des DEUTSCHEN TIERSCHUTZBUNDES E.V. (2012) werden Tiere, deren Eigenschaften nicht denen eines „klassischen Mastschweines“ entsprechen, in den aktuellen rechtlichen Vorgaben für die Elektrobetäubung nicht korrekt erfasst, was wiederum mit Schmerzen und Leiden der Tiere verbunden ist. Laut der European Food Safety Authority (EFSA 2004) wurde die für die Elektrobetäubung rechtlich vorgeschriebene Mindeststromstärke von 1,3 Ampere (A) unter Laborbedingungen ermittelt. Die Eignung des Wertes für die Praxis ist fraglich; Studien ermittelten unterschiedliche Ergebnisse für verschiedene Stromparameter bezüglich der Betäubungseffektivität. Auch wegen der besseren Alternative zur oft als nicht tierschutzgerecht kritisierten CO<sub>2</sub>-Betäubung von Schweinen (NIEMEYER 2020, ANONYM 2021a), müssen die derzeit rechtlich vorgegeben Parameter für die Elektrobetäubung optimiert werden, es besteht dementsprechend Verbesserungs- und

Forschungsbedarf (EFSA 2004). Zusätzlich scheinen auch genetische Unterschiede die Betäubungseffektivität von Mastschweinen zu beeinflussen (ANIL et al. 1997, VÉGH et al. 2010). In den letzten Jahren sind die Anforderungen der Verbraucher hinsichtlich alternativer (u.a. ökologischer oder regionaler) Produktionssysteme und eines verbesserten Tierschutzes kontinuierlich gestiegen (MARTINS et al. 2020). Regionale Rassen sowie Rassen mit einer kleinen Populationsgröße, wie das Schwäbisch-Hällische Landschwein, aus kleineren Familienbetrieben und regionalen Wertschöpfungsketten erlangen wieder einen höheren Stellenwert. Diese Rassen zeichnen sich, im Vergleich zu kommerziellen Rassen, häufig durch einen höheren Fettanteil aus (LEBRET et al. 2015), was wiederum einen Einfluss auf die Effektivität der Elektrobetäubung haben kann. Auch eine vermehrte Schlachtung von alten, regionalen Rassen bedingt daher neue Anforderungen an die Betäubung.

### **1.1 Zielsetzung**

In der vorliegenden Promotionsarbeit sollten wirksamere und damit tierschutzgerechtere Parameter anstelle der in der nationalen TierSchIV vorgegebenen Stromparameter identifiziert werden. In dem Schlachtbetrieb, in dem die Daten erhoben wurden, werden auch Schwäbisch-Hällische Landschweine und andere genetische Linien geschlachtet. Daher sollten auch rassespezifische Unterschiede bei der Betäubungseffektivität analysiert werden. Im Rahmen der Datenerhebung sollten zudem weitere Einflussgrößen auf die Elektrobetäubung sowie auf ausgewählte Schlachtkörpermerkmale untersucht werden.

## 2 Literaturübersicht

### 2.1 Epileptiformer Anfall

Eine Betäubung ist ein absichtlich herbeigeführter Vorgang, der einen Wahrnehmungs- und Empfindungsverlust ohne Schmerzen verursacht. Dazu gehören auch Vorgänge, die zum sofortigen Tod führen (EFSA 2020). Bei der Elektrobetäubung löst ein Stromfluss durch das Gehirn einen epileptiformen Anfall aus, durch den das Tier unmittelbar bewusst- und empfindungslos insbesondere gegenüber schmerzhaften Stimuli wird (EFSA 2020). Eine generalisierte Epilepsie beschreibt einen pathologischen Zustand des Gehirns, der beide Gehirnhälften betrifft und aufgrund einer neuronalen Synchronität zur Bewusstlosigkeit führt. Bei einem epileptiformen Anfall vom Typ *Grand mal* handelt es sich um eine Form der generalisierten Epilepsie. Er umfasst große Gruppen von Neuronen und weite Teile des Gehirns und ist assoziiert mit einem Wahrnehmungs- und Empfindungsverlust (EFSA 2004). Bei der Elektrobetäubung von Schweinen wird durch einen Stromfluss im Gehirn ein epileptiformer Anfall ausgelöst, der in einer Betäubung resultiert (ANIL et al. 1997). Während der Elektrobetäubung fließt der Strom zwischen den beiden Elektroden der am Kopf des Schweines angesetzten Betäubungszange. Beim Zangenansatz ist darauf zu achten, dass das Gehirn im Stromfluss liegt, damit eine ausreichende Stromstärke das Gehirn erreicht und ein epileptiformer Anfall ausgelöst wird, der mit sofortiger Bewusstlosigkeit einhergeht (ANIL und MCKINSTRY 1998). Ein epileptiformer Anfall vom Typ *Grand mal* ist durch eine tonische und eine anschließende klonische Phase gekennzeichnet. Während der 10–20 s dauernden tonischen Phase versteift sich der Tierkörper. Dabei gehen die Vordergliedmaßen nach einer Beugung in eine gestreckte Position über. Die Atmung sistiert und die Augen sind starr. Während der sich anschließenden klonischen Phase zeigen die Tiere für eine Dauer von 15–45 s Tritt- oder Paddelbewegungen. Wenn bis zum Ende dieser Phase kein oder kein ausreichender Blutentzug stattgefunden hat, setzt die regelmäßige Atmung wieder ein und die Tiere erholen sich (ANIL et al. 1997). COOK et al. (1992) und ANIL et al. (1997) gehen analog zur Epilepsie beim Menschen von einer Bewusstlosigkeit des Tieres für die Dauer des epileptiformen Anfalls aus. Ein epileptiformer Anfall lässt sich durch veränderte Gehirnströme, die mittels Elektroenzephalogramm (EEG) erfasst werden, nachweisen (EFSA 2004). COOK et al. (1992) stellten in ihrer Untersuchung zur Elektrobetäubung bei Schafen fest, dass das Auftreten epileptiformer Aktivitäten infolge einer Kopf-Durchströmung von den

Mechanismen abhängt, in denen exzitatorische Aminosäure-Rezeptoren involviert sind. Die Reflexunterdrückung infolge des epileptiformen Anfalls wurde durch die Aktivierung von Gamma-Amino-Buttersäure (GABA)-Rezeptoren beeinflusst. Die extrazellulären Konzentrationen der Neurotransmitter Glutamat, Aspartat, Glycin und GABA waren im Anschluss an die Elektrobetäubung für 6–15 min signifikant erhöht und fielen dann wieder auf die Basiswerte ab. Laut den Autoren beeinflussen exzitatorische Aminosäuren sowohl die Ausprägung und Intensität als auch die Dauer epileptiformer Anfälle. Der Neurotransmitter GABA scheint sowohl eine inhibitorische Wirkung auf die Dauer des epileptiformen Anfalls als auch auf die Unterdrückung von Reflexantworten auf schmerzhafte Stimuli zu haben. Diese Wirkung hält auch nach Abklingen der epileptiformen Aktivitäten noch an.

## **2.2 Elektrobetäubung**

### **2.2.1 Kopf-Durchströmung**

Die Kopf-Durchströmung ist eine reversible Betäubungsmethode (VOGEL et al. 2011). Kommt es im Anschluss bei den Tieren nicht zu Herzkammerflimmern (z. B. durch eine Herz-Durchströmung) oder werden die Schweine nicht oder nicht ausreichend entblutet, können sie sich vom epileptiformen Anfall erholen und ihre Wahrnehmung und Empfindungsfähigkeit wiedererlangen (ANIL et al. 1997). Entscheidend für das Auslösen eines epileptiformen Anfalls und damit für die Betäubungseffektivität ist dabei auch der korrekte Ansatz der Kopfelektroden (GRANDIN 1980, ANIL und MCKINSTRY 1998).

Laut GRANDIN (2001) ist in Schlachtbetrieben, die Probleme mit einer unzureichenden Betäubungswirkung haben, der Kopfelektrodenansatz schlechter als in Betrieben ohne solche Probleme. Daraus folgt, dass der korrekte Elektrodenansatz essentiell für den sofortigen Verlust der Empfindungs- und Wahrnehmungsfähigkeit ist. Die korrekte Platzierung der Kopfelektroden wird erleichtert, indem das Schwein für die Dauer der Betäubung in einer Betäubungsfalle fixiert wird (ANIL et al. 1997). Auch ein schonender Umgang trägt dazu bei, dass die Schweine ruhiger sind und so die Elektroden präziser angesetzt werden können (GRANDIN 2001). Zur Sicherstellung der Gehirn-Durchströmung wird empfohlen, die Kopfelektroden entweder beidseits am Ohrgrund oder am Auge und auf der kontralateralen Seite am Ohrgrund anzusetzen (TIERÄRZTLICHE VEREINIGUNG FÜR TIERSCHUTZ E.V. 2015). ANIL und



MCKINSTRY (1998) untersuchten verschiedene Ansatzstellen für die Kopfelektroden. Hiernach sollte der Ansatz am Rüssel bzw. Kiefer aus Tierschutzgründen vermieden werden, da dieser unabhängig von der Varianz der Stromparameter zu keiner effektiven Betäubung führte. Das Gleiche galt für den manuellen Zangenansatz im Nacken. Diese Zangenansatzvariante sollte nur bei vollautomatischen Hochvoltbetäubungsanlagen, die mit mindestens 600 V arbeiten, verwendet werden.

### **2.2.2 Herz-Durchströmung**

Gleichzeitig oder im Anschluss an eine Kopf-Durchströmung kann ein Stromfluss durch den Körper des Schweines geleitet werden, der ein Herzkammerflimmern oder einen Herzstillstand auslöst. Dazu wird zusätzlich zu den Kopfelektroden eine weitere Elektrode auf Höhe des Herzens platziert (EFSA 2020).

Eine kombinierte Kopf-Herz-Durchströmung ist eine irreversible Betäubungsmethode. Hierdurch kann ein Tier unabhängig vom Stun-to-Stick-(StS)-Intervall (Zeitintervall zwischen dem Ende der Betäubung und dem Entblutestich (EFSA 2004)) das Empfindungsvermögen nicht wiedererlangen. Daher ist diese Methode gegenüber einer reinen Kopf-Durchströmung zu bevorzugen. Zur Auslösung des Herzkammerflimmerns ist ein Wechselstrom mit einer Frequenz von 50 Hz einzusetzen, da höhere Frequenzen ineffektiv sind (EFSA 2020). Verwendet werden Einzyklus- oder Zweizyklus-Systeme mit einem Stromkreislauf für die Kopf- und Herz-Durchströmung oder zwei separaten Stromkreisläufen (EFSA 2004, 2020). Laut VOGEL et al. (2011) erlangten nach einer Elektrobetäubung mit einer Kopf-Herz-Durchströmung die Schweine seltener ihr Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögen wieder. Diese Betäubungsmethode hatte keine signifikanten Auswirkungen auf die Fleischqualität, die Schlachtgeschwindigkeit oder die Laktatkonzentration im Blut. Die Kopf-Herz-Durchströmung führte bei den untersuchten Schweinen zum Herzstillstand und verhinderte das Auftreten gerichteter Körper- und Augenbewegungen, spontanes Blinzeln sowie eine regelmäßige Atmung. Die Todesursache bei der Kopf-Herz-Durchströmung ist ein Herzstillstand. Daher spielt die Entblutung, anders als bei der reinen Kopf-Durchströmung, bei der der Blutentzug nach der Betäubung die Todesursache ist, nur eine untergeordnete Rolle. Er dient in erster Linie dazu, das Blut aus dem Schlachtkörper zu entfernen (WOTTON et al. 1992). Außerdem führte der Ansatz der Herzelektrode auf Höhe oder kaudal des 8.

Brustwirbels (T8) in der Studie von WOTTON et al. (1992) zu einem geringer ausgeprägten Krampfverhalten infolge der Elektrobetäubung, was die Handhabung für die Mitarbeiter (z. B. das Setzen des Entblutestiches) erleichterte. Als mögliche Erklärung hierfür gaben die Autoren an, dass der auf das Rückenmark einwirkende Wechselstrom die Signalübertragung zwischen Gehirn und Muskulatur blockiert. Wird zusätzlich zur Stromeinwirkung auf das Rückenmark ein Herzstillstand ausgelöst, bleibt die Signalübertragung auch nach der Betäubung unterbrochen, wodurch das Auftreten klonischer Krampfaktivitäten bei der Entblutung verhindert wird. Je weiter kaudal der Ansatz der Herzelektrode lag, desto geringer war die Intensität der Kick-Bewegungen infolge der Elektrobetäubung. Dagegen traten weniger Kompressionsfrakturen auf, je weiter rostral die Herzelektrode ansetzte. LAMBOOIJ (1994) bestätigte die Verringerung der Intensität von Kontraktionen sowie den Anstieg des Blutdruckes während der tonisch-klonischen Phase durch eine Herz-Durchströmung. Zudem nahm in der Studie die Häufigkeit und Schwere von Blutungen im Schulterbereich des Schlachtkörpers ab.

### **2.2.3 Beurteilung der Betäubungseffektivität**

Unter Praxisbedingungen ist die Erfassung der Gehirnströme und damit der Hirnaktivität mittels EEG kaum möglich. Alternativ werden die Symptome eines epileptiformen Anfalls zur Beurteilung der Betäubungseffektivität genutzt, da diese mit EEG-Aufzeichnungen gut übereinstimmen (ANIL und MCKINSTRY 1998, TROEGER und NITSCH 1998). Die Betäubungseffektivität hängt von der Fixierung des Tieres, der Betäubung und der anschließenden Entblutung ab (TIERÄRZTLICHE VEREINIGUNG FÜR TIERSCHUTZ E.V. 2015). Kennzeichen einer effektiven Betäubung sind das Vorhandensein eines epileptiformen Anfalls und einer anhaltenden Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit bis zum Todeseintritt durch Blutentzug (TROEGER und NITSCH 1998). Zur zuverlässigen Feststellung einer Bewusst- und Empfindungslosigkeit nach einer Elektrobetäubung sollten unter Praxisbedingungen immer mehrere Indikatoren am Tier überprüft werden (VERHOEVEN et al. 2015). Auch die EFSA (2013) empfiehlt den Einsatz von mindestens zwei Indikatoren zur Prüfung der Betäubungseffektivität bei einer Elektrobetäubung mittels alleiniger Kopf-Durchströmung. Unmittelbar nach Ende des Betäubungsstromflusses sollen zur Beurteilung der Betäubungseffektivität das Vorhandensein tonisch-klonischer Krampfaktivitäten, Apnoe und der Corneal- oder Palpebralreflex herangezogen

werden. Auch beim Setzen des Entblutestiches und der anschließenden Entblutung des Schweines dienen die Krampfaktivitäten und Apnoe als Indikatoren für eine effektive Betäubung. Laut ANIL (1991) brechen die Schweine unmittelbar nach Ende des Betäubungsstromflusses zusammen. In der tonischen Phase werden die Vorderbeine gestreckt und die Hinterbeine unter das Abdomen gezogen. Die anschließende klonische Phase ist durch Kick- oder Paddelbewegungen gekennzeichnet. Gemäß der EFSA (2004, 2020) sind ausreichend betäubte Schweine nach einer Kopf-Herz-Durchströmung während des Betäubungsstromflusses bewegungslos. Nach Ende des Stromflusses zeigen die Tiere tonische und klonische Krampfaktivitäten, die in einem Spannungsverlust des gesamten Körpers münden. Die regelmäßige Atmung setzt aus, vereinzelt kann noch Schnappatmung auftreten, die Augen sind starr und die Pupillen dilatiert.

Dagegen gelten laut EFSA (2004) eine regelmäßige Atmung, verengte Pupillen, Vokalisation sowie Aufrichtversuche als Anzeichen einer unzureichenden Elektrobetäubung bzw. eines wiederkehrenden Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögens. Auch das Auftreten spontanen Blinzeln (vollständiges Schließen und anschließendes berührungsloses Öffnen der Augenlider) wird als Anzeichen eines unzureichend betäubten Tieres oder eines wiederkehrenden Empfindungsvermögens gewertet (GRANDIN 2001). Laut VERHOEVEN et al. (2015) sind gerichtete Bewegungen, spontanes Blinzeln, eine regelmäßige Atmung und Vokalisation Anzeichen einer unzureichenden Elektrobetäubung. Dagegen können Hirnstammreflexe (z. B. Cornealreflexe) auch aus einer Resthirnstammaktivität resultieren. Diese Reaktionen sind daher nicht als vorhandenes Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögen des Tieres zu werten. Nach den Beobachtungen von STOCCHI et al. (2014) sind für Schweine nach einer Elektrobetäubung und anschließender Liegendentblutung die im Rahmen der Krampfaktivitäten ausgelösten Paddelbewegungen der beste Indikator für eine effektive Betäubung, während sich der Corneal- und Lidschlussreflex sowie die regelmäßige Atmung zur Überprüfung der Bewusst- und Empfindungslosigkeit eignen. Zum Nachweis einer möglicherweise noch bestehenden Funktionsfähigkeit des Hirnstammes halten ANIL et al. (1997) das Vorhandensein einer regelmäßigen Atmung für den zuverlässigsten Indikator. Die Reaktion auf den Cornealreflex-Test durch Berühren des Augapfels ist bei elektrisch betäubten Tieren dagegen nur schwer interpretierbar und weniger zuverlässig. Nach der Wiederkehr einer regelmäßigen Atmung ist auch der Schmerzreflex wieder

auslösbar. Die regelmäßige Atmung gehört zu den ersten Anzeichen einer wiederkehrenden Empfindungs- und Wahrnehmungsfähigkeit und damit eines funktionsfähigen Hirnstammes und fällt mit dem Ende der klonischen Phase des epileptiformen Anfalls zusammen (ANIL 1991). Wie die regelmäßige Atmung ist auch der Cornealreflex ein Hirnstammreflex. Beide sind somit ein Hinweis auf einen funktionierenden Hirnstamm. Für die Wiedererlangung des Empfindungs- und Wahrnehmungsvermögens ist nach der Rückkehr der Hirnstammreflexe auch die Funktionsfähigkeit übergeordneter Gehirnareale erforderlich, was durch das Vorhandensein eines Schmerzreflexes überprüft werden kann. Im Zuge der Elektrobetäubung können aber die Muskulatur und die dazugehörigen Nerven durch die Stromeinwirkung gelähmt sein, was zu einem negativen Schmerzreflex-Test trotz funktionsfähigem Hirnstamm führen kann (ANIL et al. 1997). Bei einem positiven Reflextest zieht das Schwein seinen Kopf als Reaktion auf den schmerzhaften Stimulus zurück (ANIL 1991). Der Cornealreflex sollte nach einer Elektrobetäubung, bei der ein Herzstillstand ausgelöst wurde, nicht als alleiniger Indikator für ein vorhandenes Empfindungsvermögen herangezogen werden (VOGEL et al. 2011). Auch GRANDIN (2001) stuft den Cornealreflex als Test für ein vorhandenes Empfindungsvermögen nach der Elektrobetäubung als nicht aussagekräftig ein und empfiehlt stattdessen zu prüfen, ob die Tiere nach der Betäubung spontan blinzeln. Die Reihenfolge der Symptome eines wiederkehrenden Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögens sind demnach positive Reflextests am Auge, dann eine Reaktion auf einen schmerzhaften Stimulus und danach das Einsetzen gerichteter Bewegungen.

### **2.2.4 Stromparameter für die Elektrobetäubung**

HOENDERKEN (1978) führte grundlegende Forschungen auf dem Gebiet der Elektrobetäubung von Schweinen durch, die auch für die Festlegung der rechtlichen Vorgaben der deutschen TierSchIV verwendet werden. Er empfahl für die Kopf-Durchströmung mit Ansatz der Elektroden im oberen Halsbereich hinter den Ohren eine Mindeststromstärke von 1,25 A, um innerhalb von 1 s nach Beginn des Stromflusses einen generalisierten epileptiformen Anfall auszulösen. Im Kommentar zum TierSchG von HIRT, MAISACK et al. (2016) i.V.m. ANONYM (2012) heißt es in Bezug auf die Kopf-Durchströmungszeit: *Die Betäubungswirkung wird in der Regel innerhalb der ersten Sekunde des Stromflusses erreicht; die (...) vorgeschriebenen*

*weiteren drei Sekunden bilden also einen Sicherheitsaufschlag, der vom Verordnungsgeber für notwendig gehalten wird, solange noch nicht durchweg mit Konstantstromgeräten gearbeitet wird (vgl. BR-Drs. 672/12 [B] S. 17: „Eine kürzere als die bisher festgelegte Mindeststromflussdauer von 4 Sekunden wäre allenfalls möglich, wenn die Betäubung nur noch mittels Konstantstromgeräten erfolgen würde, mit Geräten also, die automatisch diejenige Spannungsversorgung gewährleisten, die in Abhängigkeit vom Widerstand für einen schnellen Stromanstieg erforderlich ist“). – Dabei ist aber wichtig, dass längere Durchströmungsdauern nicht auch zu längeren Betäubungswirkungen führen.*

Die Stromparameter für die Elektrobetäubung hängen nach dem Ohmschen Gesetz ( $U = R \times I$ ,  $U$  = Spannung,  $R$  = Widerstand,  $I$  = Stromstärke) zusammen (TIERÄRZTLICHE VEREINIGUNG FÜR TIERSCHUTZ E.V. 2015). Der Quotient aus der Gesamtspannung  $U$  und der Stromstärke  $I$  wird im Wechselstromkreis Scheinwiderstand  $Z$  (Impedanz) genannt:  $Z = U / I$ . Zusätzlich zum Wirkwiderstand enthält die Impedanz den frequenzabhängigen induktiven und kapazitiven Blindwiderstand (LINDNER et al. 2006). Der elektrische Widerstand der Haut beim Schwein beträgt ca. 170 Ohm ( $\Omega$ ) (TIERÄRZTLICHE VEREINIGUNG FÜR TIERSCHUTZ E.V. 2015). Der für die Elektrobetäubung zu überwindende Widerstand lässt sich verringern, indem die Kontaktfläche maximiert und der Widerstand aller Materialien des Stromweges minimiert wird (SPARREY und WOTTON 1997). Direkte Einflussfaktoren auf die Impedanz sind die Frequenz und Wellenform des Betäubungsstromes. Weiter wird die Impedanz auch durch den Zustand der Elektroden, deren Ansatzposition sowie das Hydrationsniveau der Haut beeinflusst. Zusätzlich hängt die zu überwindende Impedanz von dem genetischen Hintergrund der Tiere, ihrer Hautbeschaffenheit und ihren Fettschichten ab. Eine Veränderung der Impedanz beeinflusst direkt die Amplitude und die Streuung des Stromfeldes der einzelnen Stromstrecken (ANIL et al. 1997). Im Vergleich zu Fettgewebe ist der Widerstand in der Skelettmuskulatur geringer (GEDDES und BAKER 1967, LAMMENS et al. 2006). Aufgrund variabler Lebendgewichte und Muskelfleischanteile (MFA) kann bei der Verwendung eines Betäubungsgerätes mit konstanter Spannung bei der Elektrobetäubung während der Kopf-Durchströmung bei individuellen Tieren keine konstante Stromstärke erzeugt werden (LAMMENS et al. 2006).

Beim Ansatz der Elektroden muss die Minimalstromstärke mit Beginn des Stromflusses erreicht werden. Außerdem sollte der Stromfluss nicht unterbrochen

werden, da sonst das Tier möglicherweise einen Stromschlag vor Einsetzen der Betäubungswirkung erleidet, was einen tierschutzrelevanten Vorgang darstellt (GREGORY 2001). Zur Gewährleistung einer tierschutzgerechten Betäubung, bei der der Stromanstieg von den Schweinen nicht als schmerzhaft empfunden wird, sollte eine Mindeststromstärke von 1,3 A spätestens 100 ms nach Beginn des Betäubungsstromflusses erreicht werden (TROEGER und NITSCH 1998).

Laut einer Untersuchung von VÉGH et al. (2010) hängt die Betäubungseffektivität signifikant von der Stromstärke ab. In einer weiteren Studie zur Kopf-Durchströmung konnten VÉGH et al. (2017) zeigen, dass die eingesetzte Stromstärke die Effektivität und insbesondere die Aufrechterhaltung der Bewusstlosigkeit als Folge der Elektrobetäubung beeinflusst: eine höhere Stromstärke führt zu einer länger anhaltenden Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit. Die Kopf-Durchströmungszeit hat dagegen nur als Teil der elektrischen Arbeit ( $W = U \times I \times t$  mit  $U$  = Spannung,  $I$  = Stromstärke,  $t$  = Zeit) einen Einfluss auf die Aufrechterhaltung der Bewusstlosigkeit (VÉGH et al. 2017). VÉGH et al. (2017) schlussfolgerten, dass sowohl eine höhere Stromstärke als auch eine größere elektrische Arbeit zu besseren Betäubungsergebnissen führen. Sie erklärten den Effekt der elektrischen Arbeit auf die Betäubungseffektivität damit, dass die Stromstärke als Variable in die Berechnung der elektrischen Arbeit eingeht. Die Untersuchungen von VÉGH et al. (2010) fanden in mehreren Schlachtbetrieben statt. Die geforderte Mindeststromstärke von 1,3 A reichte nicht in jedem Betrieb für eine effektive Betäubung der Schweine aus, teilweise war eine höhere Mindeststromstärke erforderlich. Es ließ sich aber keine Stromstärke ermitteln, die in jedem der untersuchten Schlachtbetriebe zu einer effektiven Betäubung geführt hätte. Durch den Einsatz hoher Frequenzen können laut LAMBOOIJ (1994) und LAMBOOIJ et al. (1996) Muskelkontraktionen während der anschließenden tonisch-klonischen Phase reduziert werden. In der Untersuchung von BERGHAUS und TROEGER (1998) zum Einsatz verschiedener Frequenzen (50, 500, 800 Hz) und Kopf-Durchströmungszeiten für die Elektrobetäubung von Mastschweinen (95–140 kg Lebendgewicht) zeigten die Tiere nach einer Kopf-Durchströmung mit einer Stromstärke von 1,3 A und einer Mindestkopf-Durchströmungszeit von 0,3 s unabhängig von den eingesetzten Frequenzen Anzeichen eines epileptiformen Anfalls und damit einer effektiven Betäubung.

Auch die eingesetzte Spannung scheint die Krampfaktivitäten während des epileptiformen Anfalls zu beeinflussen. Laut ANIL (1991) sind die Krampfaktivitäten

nach einer Elektrobetäubung mit 300 V stärker ausgeprägt als beim Einsatz niedrigerer Spannungen (100 V, 150 V), während die Dauer der Krampfaktivitäten vergleichbar bleibt.

In einer Studie zur Elektrobetäubung von Schafen wiesen COOK et al. (1995) nach, dass Kopf-Durchströmungszeiten von 0,2 und 0,5 s zuverlässig einen epileptiformen Anfall auslösen. Bei diesen Durchströmungszeiten lag die Anfallsdauer durchschnittlich unter 25 s, wohingegen Durchströmungszeiten von 1, 2, 4, 8 und 12 s zu einer Anfallsdauer von konstant über 25 s führten. Bei einer Kopf-Durchströmungszeit von 20 s verringerte sich die Anfallsdauer dann wieder geringgradig. Laut COOK et al. (1995) lässt sich mit Kopf-Durchströmungszeiten von 1, 2, 4, 8, 12 und 20 s daher eine tierschutzgerechte Betäubung von Schafen erreichen, deren Wirkung mindestens so lange anhält, bis der Tod des Tieres durch den Blutverlust eingetreten ist. Bei Kopf-Durchströmungszeiten zwischen 4 und 25 s fanden VÉGH et al. (2010) bei Schweinen keinen signifikanten Einfluss der Durchströmungszeit auf die Effektivität der Betäubung, auch nicht wenn andere Parameter berücksichtigt wurden. In einer weiteren Untersuchung von VÉGH et al. (2017) mit Kopf-Durchströmungszeiten zwischen 3 und 35 s war ebenfalls kein Effekt der Stromflussdauer auf die Betäubungswirkung nachweisbar. Für die reine Kopf-Durchströmung empfiehlt die EFSA (2020) eine Durchströmungszeit von mindestens 2–3 s, damit der Zustand der Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit des Tieres anhält, bis der Tod durch Blutentzug eingetreten ist.

### **2.3 Entblutung**

Neben der Betäubung ist auch die Entblutung eine kritische Phase hinsichtlich des Tierschutzes im Schlachthof (STOCCHI et al. 2014). Die Entblutung des Schweines im Anschluss an die Elektrobetäubung soll zu einem permanenten Verlust der Empfindungs- und Wahrnehmungsfähigkeit und zu einer zerebralen Ischämie führen, sodass die Gehirnfunktion auch nach Beendigung der epileptiformen Aktivitäten nicht wiedererlangt wird (ANIL et al. 1997, 2000). Bei dem zu setzenden Bruststich wird der Truncus brachiocephalicus durchtrennt. Die Entblutung soll in der Zeitspanne stattfinden, in der das Schwein während des epileptiformen Anfalls bewusst- und empfindungslos ist (ANIL et al. 1997). Für das StS-Intervall empfiehlt ANIL (1991) eine Höchstdauer von 15 s. Ein Wiedererlangen des Wahrnehmungs- und

Empfindungsvermögens lässt sich bei Schweinen nach einer reinen Kopf-Durchströmung laut GRANDIN (2001) durch einen vergrößerten Entblutestich verhindern. Die Größe des Entblutestiches gilt als zu klein, wenn das Blut nach Setzen des Stiches nicht ungehindert und schwallartig austritt, sondern sich stattdessen eine Beule bildet, aus der das Blut nur in einem dünnen Strahl austreten kann (TIERÄRZTLICHE VEREINIGUNG FÜR TIERSCHUTZ E.V. 2015). Zusätzlich zur Stichgröße identifizierten ANIL et al. (1997, 2000) eine zu hohe Schlachtgeschwindigkeit, Müdigkeit oder unzureichende Sachkunde des zuständigen Personals, die Tierposition, ein mangelhafter Zustand der Stechmesser sowie Krampfaktivitäten infolge der Elektrobetäubung als Einflussfaktoren der Effektivität der Entblutung. Die Angaben zur Entblutung beziehen sich auf Untersuchungen nach einer Elektrobetäubung mit einer ausschließlichen Kopf-Durchströmung. Bei der Kopf-Herz-Durchströmung ist die Todesursache der Herzstillstand (WOTTON et al. 1992).

### **2.4 Weitere Einflussfaktoren auf die Betäubungseffektivität**

Zusätzlich zu den genannten Einflussfaktoren hängt die Effektivität der Elektrobetäubung von weiteren Parametern ab. Dazu gehört auch die Vorbehandlung der Schweine im Rahmen der Schlachtung. Demnach kann Stress vor der Elektrobetäubung die Betäubungseffektivität verringern (TIERÄRZTLICHE VEREINIGUNG FÜR TIERSCHUTZ E.V. 2015) und sich durch eine Adrenalin-Freisetzung auch negativ auf die Fleischqualität auswirken (GRANDIN 1980). Laut COOK et al. (1992) beeinflusst Stress, dem Tiere vor der Elektrobetäubung ausgesetzt sind, die Konzentration des inhibitorischen Neurotransmitters GABA und exzitatorischer Neurotransmitter und damit potentiell die Reflexantworten nach der Betäubung. Nach GRANDIN (2001) erleichtern ein ruhiger Umgang mit den Schweinen und die Reduzierung des Elektrotreiber-Einsatzes vor der Betäubung die Durchführung einer korrekten Betäubung, weil die Elektroden leichter korrekt positioniert werden können. Damit hat auch das für die Betäubung zuständige Personal einen Einfluss auf die Betäubungseffektivität. Das Gleiche gilt für tierindividuelle Charakteristika. Bei einem höheren Lebendgewicht scheint eine höhere Stromstärke für eine effektive Betäubung erforderlich zu sein (ANIL 1991), wobei die Impedanz am Kopf eines Schweines nicht mit seinem Lebendgewicht korreliert (VÉGH et al. 2010). Hinsichtlich der Impedanz am Kopf des Schweines wiesen VÉGH et al. (2010) bei Mastschweinen mit einem Lebendgewicht von 30–150 kg eine Korrelation



zur Handelsklasse nach SEUROP (Handelsklassenschema in Abhängigkeit vom MFA des Schlachtkörpers gemäß Schweineschlachtkörper-Handelsklassenverordnung – SchwHKIV 1990) und damit zur Zusammensetzung und Beschaffenheit des Gewebes nach. WOTTON et al. (1992) verglichen die Amplitude der Stromstärke des Betäubungsstromes von Schweinen mit einem höheren MFA und von Schweinen mit einem höheren Fettgehalt und stellten hier einen signifikanten Unterschied fest. Als Begründung gaben sie eine geringere Impedanz bei den Schweinen mit einem höheren MFA gegenüber den Schweinen mit einem höheren Fettgehalt an, wodurch eine höhere Stromstärke bei einer konstanten Spannung erreicht werden kann. Auch GEDDES und BAKER (1967) fanden einen geringeren Widerstand für die Skelettmuskulatur im Vergleich zu Fettgewebe. LAMMENS et al. (2006) stellten ebenfalls bei Schweinen mit einem geringeren Lebendgewicht und einem höheren MFA bei einer Elektrobetäubung mit konstanter Spannung eine höhere Stromstärke bei der Kopf-Durchströmung fest. Diese Parameter waren zudem abhängig vom Geschlecht des Schweines. In Abhängigkeit vom Lebendgewicht und dem MFA eines Schweines konnte während der Kopf-Durchströmung keine konstante Stromstärke erzeugt werden. Auch im Hinblick auf das Auftreten von Blutpunkten im Schlachtkörper sollten Betäubungsprogramme (BP) in Abhängigkeit vom Geschlecht und den körperlichen Charakteristika der Schweine entwickelt werden, um die Elektrobetäubung zu verbessern (LAMMENS et al. 2006). Wenn bei der Wahl der Stromparameter der Elektrobetäubung die Verteilung der Stromdichte in Abhängigkeit vom Lebendgewicht und dem MFA berücksichtigt würde, ließe sich sowohl der Tierschutz als auch die Fleischqualität verbessern (LAMMENS et al. 2006).

## 2.5 Rechtliche Vorgaben

### 2.5.1 Europäische Rechtsvorgaben

Die Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 24. September 2009 über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung ist seit dem 1. Januar 2013 gültig. Sie schreibt eine Betäubung vor, *mit der vor oder während der Tötung eine Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit herbeigeführt wird* (Absatz 20). Die Betäubung ist *jedes bewusst eingesetzte Verfahren, das ein Tier ohne Schmerzen in eine Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit versetzt, einschließlich jedes Verfahrens, das zum sofortigen Tod führt* (Kapitel I Artikel 2 Buchstabe f). Dabei

müssen die Tiere bei der Tötung und damit verbundenen Tätigkeiten *von jedem vermeidbarem Schmerz, Stress und Leiden verschont werden* (Kapitel II Artikel 3 Absatz 1). Als weitere Vorgabe gilt, dass Tiere nur *nach einer Betäubung im Einklang mit den Verfahren und den speziellen Anforderungen in Bezug auf die Anwendung dieser Verfahren gemäß Anhang I getötet werden* und die Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit bis zum Tod des Tieres erhalten bleibt (Kapitel II Artikel 4 Absatz 1). In Anhang I Kapitel II gibt die Verordnung für die Elektrobetäubung durch Kopfdurchströmung (Nr. 4.2) und Ganzkörper-Durchströmung (Nr. 5.2) für Schweine eine Mindeststromstärke von 1,3 A vor. Dabei müssen die Elektroden an die Kopfgröße der Tiere angepasst sein und so am Tierkopf angesetzt werden, dass eine elektrische Durchströmung des Gehirns sichergestellt ist (Anhang I Kapitel II Nr. 4.1). Aus Gründen der Arbeitssicherheit und der Sicherstellung der *sachgerechten Anwendung einiger Betäubungsmethoden* müssen die Tiere ruhiggestellt werden. Da die Ruhigstellung der Tiere *diese voraussichtlich in Stress versetzen wird*, sollte sie nur *über möglichst kurze Zeit erfolgen* (Absatz 32). Die Ruhigstellung der Tiere wird dabei in der Verordnung als *die Anwendung eines Verfahrens zur Einschränkung der Bewegungsfähigkeit, um den Tieren vermeidbare Schmerzen, Angst oder Aufregung zu ersparen, so dass diese wirksam betäubt bzw. getötet werden können* (Kapitel I Artikel 2 Buchstabe p) beschrieben. Laut Anhang II Nr. 4.1 müssen Elektrobetäubungsgeräte mit einer Vorrichtung ausgestattet sein, *die für jedes Tier, das betäubt wird, Daten zu den elektrischen Schlüsselparametern anzeigt und aufzeichnet. Die Vorrichtung wird so angebracht, dass sie für das Personal deutlich sichtbar ist, und sendet deutlich sichtbare und hörbare Warnzeichen aus, wenn die Dauer der Stromeinwirkung unter der erforderlichen Zeit liegt. Diese Aufzeichnungen sind mindestens ein Jahr lang aufzubewahren.* Durch Protokolle einer repräsentativen Stichprobe von Tieren, die vom Schlachthofpersonal betäubt wurden, *ist sicherzustellen, dass die Tiere in der Zeit zwischen dem Ende des Betäubungsvorgangs und dem Tod keine Anzeichen von Wahrnehmung oder Empfindung aufweisen* (Kapitel II Artikel 5 Absatz 1).

Die unabhängigen wissenschaftlichen Ratschläge zu Risiken im Lebensmittelbereich der EFSA fließen in europäische Rechtsvorschriften ein und beeinflussen so die Gestaltung der Politik (ANONYM 2022). Der Grund für die Betäubung vor der Schlachtung ist, dass die Tiere in einen Zustand der Bewusst- und Empfindungslosigkeit versetzt werden sollen, um sie vor Schmerzen, Leiden oder

Schäden zu bewahren (EFSA 2004). Die EFSA (2004) fordert für die Elektrobetäubung von Schweinen eine Fixierung der Tiere, damit die Betäubung ordnungsgemäß durchgeführt und ein ununterbrochener Stromfluss gewährleistet werden kann. Die Elektroden für die Kopf-Durchströmung sollten so angesetzt werden, dass das Gehirn im Stromfluss liegt bzw. für die Kopf-Herz-Durchströmung so, dass zusätzlich auch das Herz durchströmt wird (EFSA 2004). Aus Tierschutzgründen sollte die Bewusst- und Empfindungslosigkeit in weniger als 1 s infolge der Betäubung eintreten (EFSA 2004). Für eine zweizyklische Elektrobetäubung gibt die EFSA (2004) für die Kopf-Durchströmung eine Mindeststromstärke von 1,3 A und eine Durchströmungszeit von mindestens 1 s vor. Für die anschließende Herz-Durchströmung wird eine Mindeststromstärke von 1 A und eine Frequenz von 50 Hz bei Verwendung von sinusförmigem Wechselstrom für mindestens 1 s Durchströmungszeit empfohlen. Bei der Anwendung dieser Methode zur manuellen Betäubung und Tötung sollten die empfohlenen Mindestströme mindestens 3 s lang angewendet werden. Das Verfahren soll sicherstellen, dass der Strom das Gehirn vor oder gleichzeitig mit dem Herz erreicht, damit ein empfindungsfähiges Tier nicht durch einen Herzstillstand getötet wird. Ein mit Konstantstrom arbeitendes Betäubungsgerät ist einem Gerät mit Konstantspannung vorzuziehen. Das Erreichen der vorgegebenen Stromstärke kann bei Verwendung einer Konstantspannung einige Zeit in Anspruch nehmen. Dagegen wird bei einem Konstantstrom von einem hohen Widerstand ausgegangen und direkt mit der maximal verfügbaren Spannung, die üblicherweise über 250 V liegt, begonnen, um die vorgegebene Stromstärke innerhalb von Millisekunden zu erreichen. Bei diesen Geräten kann die angelegte Spannung im Verlauf des Betäubungsvorganges entsprechend der Widerstandsänderung angepasst werden (EFSA 2004). Zur Optimierung der Elektrobetäubung ist eine ständige technische Weiterentwicklung und Schulung der Mitarbeiter, aber auch eine Erforschung der Wirkmechanismen der einzelnen Betäubungsmethoden erforderlich (EFSA 2004).

### **2.5.2 Nationale Rechtsvorgaben**

Auf nationaler Ebene regelt in Deutschland das TierSchG, dass ein Tier nur geschlachtet werden darf, *wenn es vor Beginn des Blutentzugs zum Zweck des Schlachtens betäubt worden ist* (§ 4a Absatz 1 TierSchG). Die deutsche TierSchIV zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 24. September 2009 über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung ist am 1. Januar 2013 in

Kraft getreten. Für die Elektrobetäubung von Schweinen wird hier über die Vorschriften der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 hinaus vorgeschrieben, dass das Gehirn zuerst oder zumindest gleichzeitig mit dem Körper durchströmt werden muss (Anlage I zu § 12 Absatz 3 und 10 Nr. 6.2 TierSchIV). Die Mindeststromstärke von 1,3 A muss innerhalb 1 s erreicht sein und für mindestens 4 s gehalten werden (Anlage I zu § 12 Absatz 3 und 10 Nr. 6.3, 6.4 TierSchIV). Die Mindeststromstärke und Stromflusszeit beziehen sich auf *rechteck- oder sinusförmige Wechselströme von 50–100 Hertz (Hz)* (Anlage I zu § 12 Absatz 3 und 10 Nr. 6.4 TierSchIV). Gemäß der Vorgaben der Anlage II zu § 12 Absatz 6 TierSchIV darf das Intervall für warmblütige Tiere von der Elektrobetäubung bis zum Entblutestich bei anschließender Liegendentblutung maximal 10 s und bei anschließender Hängendentblutung maximal 20 s betragen.

Das Handbuch Tierschutzüberwachung bei der Schlachtung und Tötung (Stand: März 2017) der Arbeitsgemeinschaft (AG) Tierschutz der Länderarbeitsgemeinschaft Verbraucherschutz (LAV) gibt Vollzugshinweise zur Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 24. September 2009 über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung und zur TierSchIV vom 20. Dezember 2012. Demnach sollte für die Kopf-Durchströmung die Zange so angesetzt werden, dass das Gehirn zwischen den beiden Elektroden und damit im Stromfluss liegt. Bei einem Zangenansatz eine Handbreit hinter dem Ohrgrund sowie bei Zangenansätzen am Hals oder an der Backe ist dies nicht mehr sichergestellt, sodass das Schwein durch den Stromfluss möglicherweise nur immobilisiert und nicht betäubt ist. Das bedeutet, dass empfindungs- und wahrnehmungsfähige Tiere Reaktionen wie Schmerzäußerungen oder Abwehrbewegungen aufgrund generalisierter Muskelkrämpfe nicht mehr zeigen können. Durch eine im Anschluss an die Kopf-Durchströmung vorgenommene Herz-Durchströmung mit einer Frequenz von 50–100 Hz wird ein irreversibles Herzkammerflimmern ausgelöst. Dadurch zeigen die Tiere im Anschluss an die Betäubung eine geringere Krampffaktivität, was das Stechen erleichtert. Das Handbuch weist darauf hin, dass Frequenzen > 100 Hz Herzkammerflimmern nicht sicher auslösen. Weiter gibt es vor, dass bei Frequenzen > 50 Hz die Stromstärke von 1,3 A entsprechend erhöht werden muss. Eine Elektrobetäubung beim Schwein ist nur dann als tierschutzkonform zu bewerten, wenn eine Mindeststromstärke von 1,3 A innerhalb von 0,5–1 s erreicht wird und sichergestellt ist, dass sich das Gehirn im Stromfluss befindet. Laut Handbuch verbessert sich die Betäubungstiefe und -dauer mit Durchströmungszeiten > 4 s nicht, allerdings verstärkt sich die Immobilisation der

Schweine. Das erleichtert einerseits die Handhabung der Tiere (z. B. beim Setzen des Entblutestiches), andererseits ist es wegen der fehlenden Muskelreaktionen schwieriger, Fehlbetäubungen korrekt zu erkennen. Weitere Schlachtarbeiten am Tier dürfen erst ausgeführt werden, wenn keine Reaktionen bzw. Bewegungen des Tieres mehr feststellbar sind, frühestens aber nach 3 min.

## 2.6 Befunde am Schlachtkörper

### 2.6.1 pH-Wert

Der pH-Wert ist definiert als der *negative dekadische Logarithmus der Hydroniumionen-Konzentration ( $H_3O^+$ )*, von welcher der Säuregrad oder die Acidität einer wässrigen Lösung direkt abhängt. Mit steigender Hydroniumionen-Konzentration sinkt der pH-Wert. In neutralen Lösungen liegt ein physiologischer pH-Wert von 7 vor. Dieser Wert entspricht auch dem pH-Wert des Muskels zum Zeitpunkt der Schlachtung (FISCHER 1999). Durch die Laktat-Anreicherung im Gewebe sinkt der pH-Wert des Fleisches im Anschluss an die Schlachtung (WERNER et al. 2010). Der ca. 45 min post mortem gemessene pH-Wert ( $pH_{45}$ ) ermöglicht eine Aussage über den Stoffwechsel des Schweines vor und während der Schlachtung (FISCHER 1999). Stress führt bei Schweinen zu einer vermehrten Ausschüttung von Adrenalin, das nach der Schlachtung die Glykolyse im Muskel beschleunigt. Unter den anaeroben Bedingungen während der Entblutung entsteht Laktat, das zusammen mit einer erhöhten Temperatur im Muskel den pH-Wert des Fleisches schnell absinken lässt. Durch die Ansäuerung denaturieren Muskelproteine und das Fleisch wird blass und weich. Zudem ist das Wasserbindungsvermögen reduziert (SCHUCHMANN und SCHUCHMANN 2005). Diese PSE-Eigenschaften (pale = blass, soft = weich, exsudative = wässrig) gelten als Qualitätsabweichung bei Schweinefleisch. Man spricht von PSE-Fleisch, wenn der  $pH_{45}$ -Wert  $< 5,8$  liegt (BINKE 2003). Der  $pH_{45}$ -Wert ist einer der wichtigsten Parameter zur Erfassung der Fleischqualität, zumal er unter Praxisbedingungen am Schlachtband gemessen werden kann. Eine erhöhte Laktat-Konzentration im Muskel korreliert sowohl mit der Stressbelastung vor der Schlachtung als auch mit einer schlechteren Fleischqualität (DOKMANOVIC et al. 2015). In den Untersuchungen von HAMBRECHT et al. (2004) wiesen Schweine, die vor der Schlachtung einem hohen Stresslevel ausgesetzt waren, einen niedrigeren pH-Wert im Vergleich zu Tieren auf, die im Vorfeld der Schlachtung weniger Stress erfuhren.

Auch GRANDIN (1980) beschreibt, dass sich eine Adrenalin-Freisetzung infolge von Stress auf die Fleischqualität auswirkt. Somit beeinflussen sowohl die Handhabung der Schweine vor der Betäubung als auch die Betäubungsmethode die Fleischqualität (CHANNON et al. 2000). Zu Faktoren, die zu Aggressionen und Stress bei den Tieren führen und darüber Fleischqualitätsparameter wie den pH-Wert beeinflussen können, zählen das Mischen von Tiergruppen und der Umgang mit den Schweinen am Schlachthof (D'EATH et al. 2010). Wenn die Schweine im Schlachthof in einem ruhigen Bereich die Möglichkeit bekommen, sich vom Transportstress zu erholen, können sowohl der Tierschutz als auch die Fleischqualität verbessert werden (FAUCITANO 2018). Laut VAN DER WAL et al. (1997) haben die Aufstellungszeit vor der Schlachtung sowie die Muskelkontraktionen während und nach der Betäubung einen signifikanten Einfluss auf die Fleischqualität. Eine verlängerte Aufstellungszeit, in der die Schweine ausreichend Zeit hatten, sich vom Transport zu erholen, korrelierte mit einem höheren End-pH-Wert des Fleisches. Dagegen beeinflussten Muskelkontraktionen im Zusammenhang mit der Betäubung die Fleischqualität negativ, indem der pH-Wert nach der Schlachtung schneller absank. Ein Zusammenhang zwischen der Fleischqualität und dem Verhalten der Tiere im Mastbetrieb sowie in den Wartebuchten und im Bereich der Betäubung des Schlachthofes war in dieser Untersuchung nicht feststellbar. Über die Messung der Cortisol-Konzentration im Blut und der Rektaltemperatur wiesen MATTHEWS et al. (2001) in ihrer Studie bei einer Nüchternungszeit von 22 h vor der Schlachtung und einer Aufstellungszeit von 16 h einen verringerten Stresslevel von Schweinen nach. Außerdem war der Stress bei den Schweinen geringer, wenn ihre Gruppen nicht mit unbekanntem Tieren gemischt wurden und wenn der Treibhilfeeinsatz während des Zutriebs am Schlachthof reduziert wurde. In der in Spanien durchgeführten Studie von PÉREZ et al. (2002) ergab eine Aufstellungszeit von 3 h am Schlachthof die besten Ergebnisse. Eine längere Aufstellungszeit ohne Fütterung der Tiere oder keine Aufstallung im Anschluss an den Transport zum Schlachthof hatte einen negativen Effekt auf das Wohlbefinden der Tiere und die Fleischqualität. Laut CORREA et al. (2010) löst der Einsatz elektrischer Treibhilfen mehr Stress bei den Tieren aus als der Einsatz eines Treibbretts oder Paddels und hat zudem negative Auswirkungen auf die Fleischqualität. Auch der Herkunftsbetrieb beeinflusst durch den Ablauf der Ausstallung sowie durch das Verladen und die Handhabung die Reaktion der

Schweine auf Stress im Zusammenhang mit der Schlachtung sowie die Fleischqualität (FAUCITANO 2018).

BÄRLOCHER et al. (2008) untersuchten den Einfluss von konventionellen und alternativen Haltungssystemen, in denen die Schweine Auslauf im Freien hatten, auf den pH-Wert im *Musculus longissimus dorsi*. Der nach 35 min und 2 h post mortem gemessene pH-Wert lag bei Schweinen aus alternativen Haltungssystemen überwiegend höher. Schweine aus Freilandhaltung scheinen somit toleranter gegenüber Stress zu sein, was sich auch auf Stressbelastung der Tiere am Schlachthof auswirkt. BARTON GADE (2008) fand nur geringgradige Unterschiede zwischen konventionell gehaltenen Schweinen und Schweinen mit Freilauf bei den im Anschluss an die Schlachtung gemessenen pH-Werten. In der Studie zeichnete sich aber ebenfalls die Tendenz ab, dass Schweine mit Auslaufhaltung stressresistenter sind als ihre konventionell gehaltenen Artgenossen und außerdem weniger aggressives Verhalten gegenüber anderen Schweinen zeigen.

### **2.6.2 Schlachtgewicht und Muskelfleischanteil**

In der Untersuchung von JUSKA et al. (2013) zeigten Schweine aus Freilandhaltung im Vergleich zu Tieren aus reiner Stallhaltung höhere Tageszunahmen und eine dünnere Fettschicht; weitere Unterschiede hinsichtlich der Fleischqualität waren nicht nachweisbar. Laut NAKEV et al. (2016) hat auch die Jahreszeit einen signifikanten Einfluss auf den Schlachtkörper; im Sommer war der MFA am höchsten (56,48 %). Niedrigere Werte wurden im Frühjahr (56,34 %), Herbst (56,29 %) und Winter (56,10 %) gemessen. Dagegen lagen im Winter die Werte für das Schlachtgewicht und die Rückenspeckdicke am höchsten. Der MFA ist definiert als das Verhältnis zwischen dem Gewicht der quergestreiften roten Muskeln und dem Gewicht des Schlachtkörpers (Kapitel I Artikel 23 Verordnung (EG) Nr. 1249/2008). Er gilt als wesentlicher Parameter zur Klassifizierung von Schweine-Schlachtkörpern (JUDAS und HÖRETH 2015). In einigen Ländern erfolgt die Vergütung für ein Schlachtschwein nach Schlachtgewicht und MFA (STEGE et al. 2011). Zahlreiche Faktoren beeinflussen den MFA eines Mastschweines; dazu zählt auch der genetische Hintergrund der Schweine. Fetttere Rassen (z. B. Schwäbisch-Hällischen Landschweine (SH-Schweine)) haben einen niedrigeren MFA als Schweine fleischreicher Rassen (z. B. Kreuzung Deutsche Landrasse (DL) x Pietrain (Pi)). Daneben moduliert auch die Fütterung den MFA. Im

Hinblick auf die Muskelausbildung sollte das Futter in der Ferkelaufzucht und in der Vormast einen ausreichenden Protein- und Energiegehalt aufweisen. Beim Rohproteingehalt ist nicht der Anteil allein, sondern vielmehr die Aminosäure-Zusammensetzung des Proteins von Bedeutung. Für das Schwein essentielle Aminosäuren, deren Bedarf mit üblichen Futtermitteln nicht gedeckt wird, limitieren den Ansatz von Muskelfleisch; die aufgenommene Energie wird vermehrt für den Fettansatz genutzt. Folglich werden in zeitgemäßen Rationsberechnungen die erstlimitierenden Aminosäuren, angeführt von Lysin, berücksichtigt. Eine Reduktion des Energiegehalts des Futters in der Endmast verhindert ein Verfetten der Tiere. Weiter beeinflusst der Gesundheitsstatus eines Schweines seinen MFA (GROß und DLR WESTERWALD-OSTEIFEL 2009). NÜRNBERG et al. (1997) stellten ebenfalls rasseabhängige Unterschiede hinsichtlich des MFA und des Fettsäuremusters bei Mastschweinen fest. Auch BÄRLOCHER et al. (2003) untersuchten saisonabhängig den Einfluss der Haltung von Schweinen auf ihren MFA. Der MFA der Tiere aus einem Mehrflächensystem mit Außenklimabereich im Sommer und Herbst lag signifikant niedriger als bei Schweinen aus einer Haltungsform mit Vollspaltenböden. Da der Effekt im Frühjahr oder Winter nicht nachweisbar war, ließ er sich laut den Autoren nicht eindeutig auf die untersuchten Haltungsformen zurückführen. Bei ihrer Analyse des Einflusses der Fütterung stellten die Autoren einen nicht signifikant erhöhten MFA der Schweine, die ein Alleinfuttermittel erhielten, gegenüber Tiere mit Molkefütterung fest. Laut STEGE et al. (2011) lag die Standardabweichung des MFA der Mastschweine signifikant höher, wenn der Betrieb Eigenremonten anstelle von zugekauften Zuchtsauen verwendete. Zudem hatte auch in dieser Untersuchung das Fütterungssystem einen signifikanten Einfluss auf den mittleren MFA der Mastschweine; der MFA lag nach restriktiver Fütterung signifikant höher als nach einer ad-libitum Fütterung. VITALI et al. (2021) fanden zudem eine Korrelation zwischen dem MFA eines Mastschweines und seiner Aufstallungszeit vor der Schlachtung (in der Untersuchung bis zu 20 h). Als mögliche Ursache geben die Autoren anhaltenden Stress (z. B. durch Rangordnungskämpfe) und dessen Auswirkung auf das Immunsystem an. Der Effekt auf den Muskelstoffwechsel hinsichtlich des Eiweiß- und Fettgehaltes sollte aber noch weiter untersucht werden. Das Schlachtgewicht beschreibt gemäß § 2 Absatz 2 Nr. 3 der Verordnung zur Preismeldung bei Schlachtkörpern und deren Kennzeichnung (1. Fleischgesetz-Durchführungsverordnung – 1. FIGDV 2008) bei Mastschweinen das Warmgewicht



*des geschlachteten und ausgeweideten Tieres, (...) ausschließlich der Zunge, der Geschlechtsorgane, des Rückenmarks, der Organe in der Brust- und Bauchhöhle, der Flomen, der Nieren, des Zwerchfells, des Zwerchfellpfeilers und des Gehirns.* Dabei ist beim Schwein von einem Ausschlagungsgrad von 77–82 % auszugehen (ADAM 2011). ČOBANOVIĆ et al. (2020) führten den detektierten Zusammenhang zwischen den Jahreszeiten und Fleischqualitätsmerkmalen auf den Einfluss der Umgebungstemperaturen auf das Wohlbefinden der Schweine zurück. In ihrer Studie zeigen im Winter geschlachtete Schweine ebenfalls höhere Lebendgewichte; im Sommer geschlachtete Schweine wiesen die geringsten Lebendgewichte und Rückenspeckdicken sowie die niedrigsten pH-Werte und gehäuft PSE-Fleisch auf.

### **2.7 Schweinerassen in der Fleischerzeugung**

Konventionelle Rassen (z. B. Deutsches Edelschwein, DE) haben eine höhere Wurfleistung, höhere Tageszunahmen und magerere Schlachtkörper als Schweine alter, autochthoner Rassen. Produktive, nicht zu fettreiche alte, autochthone Rassen sind für die Bio-Schweineproduktion insbesondere nach Einkreuzung konventioneller, fleischreicher Rassen geeignet, aufgrund ihrer geringen Fruchtbarkeit aber nicht für die konventionelle Schweineproduktion (LEENHOUWERS und MERKS 2013). BRANDT et al. (2010) untersuchten die Leistung und Schlachtkörperqualität moderner und alter, autochthoner Schweinerassen unter konventionellen und ökologischen Haltungsbedingungen. Danach führte die Fütterung im ökologischen Haltungssystem für alle untersuchten Rassen, außer für SH-Schweine und deren Kreuzung mit der Rasse Pi, zu höheren Fettgehalten des Schlachtkörpers und einem reduzierten MFA. Als Ursache gaben die Autoren einen reduzierten Lysin-Gehalt im Futter der Schweine aus ökologischen Haltungssystemen an. Ihre Ergebnisse belegen, dass auch bei ökologischer Haltung moderne Genotypen alten, autochthonen Rassen hinsichtlich der Futtermittelverwertung und des MFA überlegen sind und dass alle Rassen bei konventioneller Haltung im Hinblick auf die Wachstumsleistung bessere Ergebnisse erzielen. Weiter zeigt die Studie, dass Kreuzungen aus Pi- und SH-Schweinen in etwa die Leistungsfähigkeit kommerzieller Rassen erreichen. Das SH-Schwein zählt zu den ältesten deutschen Schweinerassen und gilt als besonders fruchtbar. Die Rasse erhielt ihren Namen, da sie im 19. Jahrhundert im damaligen Königreich Württemberg vor allem im Raum Schwäbisch Hall verbreitet war (KRAUß 2009). Schweine dieser Rasse wachsen langsamer und besitzen eine natürliche Speckauflage. Das qualitativ

hochwertige und geschmackvolle Fleisch wird insbesondere in der gehobenen Gastronomie verwendet. Ende der 1960er Jahre galt diese zu den Fettschweinen zählende Rasse (SLOW FOOD DEUTSCHLAND E.V. 2018) quasi als ausgestorben, da die Verbraucher mageres Schweinefleisch bevorzugten (KRAUß 2018). In den 1980er Jahren wurde die Zucht dieser alten Schweinerasse wiederbelebt. Um den Landwirt Rudolf Bühler gründeten Landwirte aus der Region Hohenlohe 1986 die „Züchtervereinigung Schwäbisch-Hällisches Schwein“, aus der die bis heute bestehende „Bäuerliche Erzeugergemeinschaft Schwäbisch Hall“ hervorging. Seit 1998 ist das Schwäbisch-Hällische Qualitätsschweinefleisch als geschützte geografische Angabe eingetragen (KRAUß 2018).

### **2.8 Einfluss des genetischen Hintergrundes von Schweinen auf die Betäubungseffektivität und die Fleischqualität**

Zu möglichen rassespezifischen Unterschieden hinsichtlich der Betäubungseffektivität der Elektrobetäubung steht für Schweine kaum Literatur zur Verfügung. Erste Untersuchungen von VÉGH et al. (2010) lassen einen Zusammenhang vermuten, der aber weiter untersucht werden sollte. Laut ANIL et al. (1997) beeinflusst der Genotyp der Schweine die Streuung des Stromfeldes bei der Elektrobetäubung, was wiederum die Betäubungseffektivität beeinflussen könnte.

Für die Fleischqualität wurde der Einfluss genetischer Faktoren bereits nachgewiesen. Laut einer Studie von TERLOUW und RYBARCZYK (2008) haben die Schlachtbedingungen bei Schweinen der genetischen Linie Large White einen größeren Einfluss auf den End-pH-Wert als bei Duroc-Schweinen. Als mögliche Ursache führten die Autoren ein unterschiedliches Stressverhalten der Schweine der beiden genetischen Linien an, was sich wiederum auf die Fleischqualität auswirkt. Auch RYU et al. (2007) fanden einen Einfluss des genetischen Hintergrundes der Schweine auf die Fleischqualität. In ihrer Studie wiesen Berkshire-Schweine einen höheren pH<sub>45</sub>- und pH<sub>24</sub>-Wert im Anschluss an die Schlachtung auf als Schweine der genetischen Linien Landrasse, Yorkshire sowie Kreuzungstiere. Die Autoren führten dies auf eine unterschiedliche Muskelfaserzusammensetzung der Tiere zurück: Berkshire-Schweine haben einen hohen Anteil an Typ-I-Fasern und einen niedrigen Anteil an Typ-IIb-Fasern. In einer früheren Studie zeigten RYU und KIM (2006), dass ein beschleunigter Abfall des pH-Wertes post mortem und ein beschleunigter

Stoffwechsel von Schlachtschweinen mit der Muskelfaserzusammensetzung der Tiere assoziiert ist.

Dagegen fanden LEBRET et al. (2011) keinen signifikanten Unterschied bei dem 25 min nach der Schlachtung gemessenen pH-Wert zwischen Kreuzungstieren aus Large White x Duroc und Kreuzungstieren aus Large White x Vater-Linien aus Hampshire, Pi und Large White. Auch BOWKER et al. (1999) stellten keinen Zusammenhang zwischen der genetischen Linie eines Schweines und dem pH-Wert nach der Schlachtung fest.

### 3 Material und Methoden

#### 3.1 Schlachtbetrieb und Tiere

Die vorliegende Datenerhebung erfolgte in einem süddeutschen Schlachtbetrieb, in dem durchschnittlich 3000 Mastschweine, darunter 500 Bio-Schweine, pro Woche geschlachtet wurden. Die Daten wurden im Zeitraum vom 10.09.2019 bis zum 03.12.2020 während des laufenden Schlachtbetriebes zu wechselnden Uhrzeiten zwischen 03:30 Uhr und 08:30 Uhr erhoben. Damit konnten auch tagesaktuelle Schwankungen (z. B. durch Personalwechsel) berücksichtigt werden. Die maximale Schlachtleistung des Betriebes lag bei 142 Mastschweinen pro Stunde, die tatsächliche Schlachtleistung betrug durchschnittlich 135 Schweine pro Stunde. Die im Rahmen der Dissertationsarbeit durchgeführten Untersuchungen wurden vom zuständigen Amt für Veterinärwesen und Verbraucherschutz des Landkreises genehmigt. Bei der Überprüfung der Betäubungseffektivität nach Rassen wurden die Schweine in drei Schlachtgruppen eingeteilt:

- Schlachtgruppe 1: Bio-Schweine (Bio), für die ein höheres Schlachtgewicht und haltungsbedingt ein höherer Beborstungs- sowie Verschmutzungsgrad angenommen wurde.
- Schlachtgruppe 2: reinrassige Schwäbisch-Hällische Landschweine sowie deren Veredelungskreuzungen (SHV).
- Schlachtgruppe 3: weiße Mastschweine (WS) aus konventioneller Stallhaltung.

Insgesamt gingen in die Hauptuntersuchungen Daten von 12028 Schweinen ein. Davon waren 15,67 % (n = 1885) Bio-Schweine, 40,59 % (n = 4882) SHV-Schweine und 43,74 % (n = 5261) WS-Schweine. Die genetischen Linien der Schweine sind in Tabelle (Tab.) 1 dargestellt. Die Informationen zu den genetischen Linien der Schweine in den Haltungsbetrieben stammten vom landwirtschaftlichen Beratungsdienst des Schlachtbetriebes. Schweine, die in den Untersuchungen zur genetischen Linie PIC (Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover)) gezählt wurden, konnten den beiden genetischen Linien Camborough® (Camborough Hybridschwein aus Large White und Landrasse) oder Danic® (Dänische Landrasse x Dänischer Yorkshire) angehören. Schweine der genetischen Linie Duroc x Duroc wurden für die statistische Auswertung aufgrund der geringen Anzahl der Tiere (n = 33) nicht berücksichtigt. Für 7,48 % (n =

900) der untersuchten Schweine lagen keine Informationen hinsichtlich der genetischen Linien vor.

**Tab. 1:** Verteilung der untersuchten Schweine nach genetischen Linien

<b>genetische Linie</b>	<b>Anzahl Schweine</b>	<b>Prozentsatz</b>
BW-Hybrid x Pi	1861	16,77 %
DL x Pi	1303	11,74 %
LW x DL x Pi	202	1,82 %
PIC x Pi	2516	22,68 %
SH x Pi	4875	43,94 %
SH x SH	338	3,05 %
Gesamt	11095	100 %

BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein

### 3.2 Tieranlieferung

Etwa die Hälfte der Schweine wurde am Vorabend des Schlachttages angeliefert. Die Buchten wurden mit Schlaufen gekennzeichnet, anhand derer der Herkunftsbetrieb und die Ankunftszeit der Tiere nachvollziehbar war. Das Stallpersonal erhielt die Anweisung, die Reihenfolge der Anlieferungen bei der Schlachtung zu berücksichtigen. Auch bei einer morgendlichen Anlieferung sollte die Wartezeit zwischen Anlieferung und Zutrieb der Schweine 120 min betragen. Diese Vorgabe konnte aber aufgrund der betrieblichen Anliefermodalitäten nicht immer eingehalten werden, sodass morgens angelieferte Schweine teilweise direkt vom Transportfahrzeug zur Schlachtung gelangten. Insgesamt wurden 48,79 % (n = 5868)

der untersuchten 12028 Schweine am Morgen des Schlachttages angeliefert und 50,47 % (n = 6070) der Schweine am Vorabend. Für 0,75 % (n = 90) der untersuchten Tiere fehlten Informationen zum Anlieferungszeitpunkt. Die Schweine wurden im Sammeltransport durch Viehfahrer oder durch die Landwirte selbst angeliefert. Tiergruppen unterschiedlicher Herkunftsbetriebe wurden weder während des Transportes noch im Wartestall des Schlachtbetriebes gemischt. Die Schweine wurden vor der Schlachtung im Schlachtbetrieb nicht mit Wasser berieselt, sodass ihre Haut zum Zeitpunkt der Betäubung trocken war.

### 3.3 Zutrieb zur Fixierungseinrichtung und Betäubungsfalle

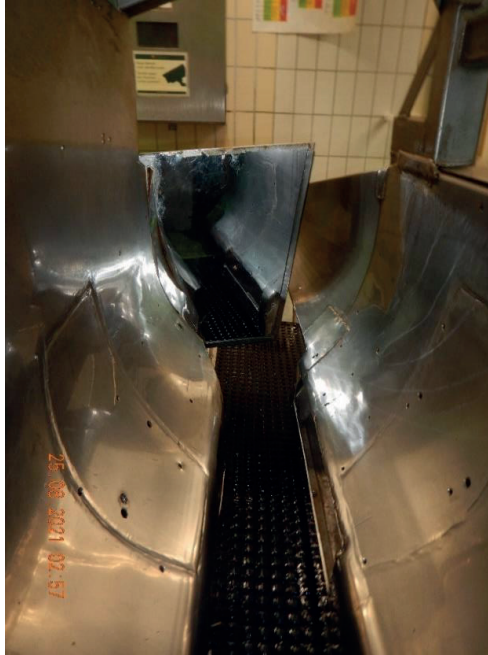
Zur Fixierung während der Betäubung wurden die Schweine aus dem Wartestall des Schlachtbetriebes über einen leicht ansteigenden, grün beleuchteten ca. 10 m langen Einzeltreibgang in eine Betäubungsfalle getrieben (s. Abbildung, Abb. 1).



**Abb. 1:** Einzeltreibgang

Vor der Betäubungsfalle (Hebefalle der Firma BANSS mit eigenbaulicher Anpassung, s. Abb. 2) befand sich ein pneumatischer Schieber, der die Schweine in die Betäubungsfalle schieben sollte. Als Treibhilfen setzte das Schlachthofpersonal Plastikpaddel, kurze Lederpaddel oder bei bewegungsverweigernden Schweinen einen Elektrotreiber ein. Der Boden der Betäubungsfalle war mit einer Gummimatte ausgekleidet. Im Kopfbereich der Schweine befand sich ein Spiegel, der die Tiere zum

Vorwärtsgehen animieren sollte. Die Dauer der Vereinzelnung der Tiere wurde bei 157 Schweinen stichprobenartig untersucht. Sie betrug durchschnittlich ab Eintritt des Schweines in den Einzeltreibgang bis zum Ansetzen der Betäubungszange 22,5 s.



**Abb. 2:** Betäubungsfalle (Firma BANSS und Eigenbau)

### **3.4 Stromparameter – Vorversuche zur Ermittlung der Betäubungsprogramme**

Vor Beginn der Datenerhebung wurden Betäubungsprogramme (BP) ermittelt, die in den Hauptuntersuchungen miteinander verglichen wurden. Als Zielvorgabe diente die Empfehlung einer maximalen Nachbetäubungsrate von 1 % des Beratungs- und Schulungsinstituts für Tierschutz bei Transport und Schlachtung (bsi) Schwarzenbek für halbautomatische Elektrobetäubungsanlagen (BSI SCHWARZENBEK 2013). Im Rahmen der Vorversuche wurden Einstellungen mit  $\geq 1$  s (Anhang I Kapitel II Nr. 4 Verordnung (EG) Nr. 1099/2009, EFSA 2004) und mit  $\geq 4$  s (Anlage 1 Nr. 6.4 TierSchIV) Kopf-Durchströmungszeit gewählt. Für die Betäubungseinstellungen mit  $\geq 1$  s Kopf-Durchströmungszeit waren im Vorfeld im routinemäßigen Schlachtbetrieb Nachbetäubungsraten von  $< 1$  % (BSI SCHWARZENBEK 2013) erzielt worden. Zum

Vergleich mussten Betäubungseinstellungen mit  $\geq 4$  s Kopf-Durchströmungszeit ermittelt werden, die ebenfalls zu einer Nachbetäubungsrate von  $< 1$  % führten. Da dieser Wert mit keiner der in Tabelle 2 und Tabelle 3 dargestellten BP erreicht wurde (s. Kapitel 4.1.1), wurde als Vergleichsprogramm das BP gewählt, das diesem Wert am nächsten kam. Während der Vorversuche wurden folgende Betäubungsgeräte eingesetzt:

- März 2019 – Oktober 2020: Konstantstrom-Betäubungsgerät *FBT 2016-A*, Baujahr 2018 (Firma Fuhrmann, Neckargemünd)
- ab November 2020: Konstantstrom-Betäubungsgerät *FBT 2016-A*, Baujahr 2019 (Firma Fuhrmann, Neckargemünd)
- parallel dazu Konstantspannungs-Betäubungsgerät *TBG 200*, Baujahr 2019 (Firma Haas, Neuler)

**Tab. 2:** Stromparameter der Vorversuche mit dem Betäubungsgerät *FBT 2016-A* (Baujahr 2018, Firma Fuhrmann, Neckargemünd)

Kopf-Durchströmung			Herz-Durchströmung			Anzahl Schweine
Stromstärke	Frequenz	Dauer	Stromstärke	Frequenz	Dauer	
1,3 A	400 Hz	4,0 s	1,3 A	100 Hz	3,0 s	62
1,3 A	500 Hz	4,0 s	1,3 A	100 Hz	4,5 s	70
1,3 A	100 Hz	4,0 s	1,3 A	100 Hz	4,5 s	32
1,4 A	100 Hz	4,0 s	1,4 A	100 Hz	3,5 s	150
1,5 A	100 Hz	4,0 s	1,4 A	100 Hz	3,5 s	115
1,3 A	800 Hz	4,0 s	1,1 A	100 Hz	2,5 s	190
1,8 A	100 Hz	4,5 s	1,3 A	50 Hz	5,0 s	181

A = Ampere, Hz = Hertz, s = Sekunden



**Tab. 3:** Stromparameter der Vorversuche mit dem Betäubungsgerät *TBG 200* (Baujahr 2019, Firma Haas, Neuler)

BP	SF	EF	Dauer	Anzahl Schweine
2	400 Hz	60 Hz	6,0 s	638
2	400 Hz	100 Hz	6,0 s	38
2	400 Hz	60 Hz	8,0 s	29
2	400 Hz	100 Hz	8,0 s	96
2	400 Hz	60 Hz	10,0 s	44

BP = Betäubungsprogramm, SF = Startfrequenz, EF = Endfrequenz, Hz = Hertz, s = Sekunden

Die Zeiten für die BP 2 mit dem Betäubungsgerät der Firma Haas beziehen sich auf die Gesamtdurchströmungszeit. Die Kopf-Durchströmungszeit lag jeweils bei 4 s. Die Spannung betrug 250–300 V, die Stromstärke  $\geq 1,3$  A für die Kopf-Durchströmung und  $\geq 0,8$  A für die Kopf-Herz-Durchströmung.

### 3.5 Stromparameter – Hauptuntersuchung

Die für die Dissertation zu untersuchenden BP wurden in Programme mit Kopf-Durchströmungszeiten von 1 s (BP-A, s. Tab. 4) und  $\geq 4$  s (BP-B, s. Tab. 5) eingeteilt und zeitgleich im Zeitraum zwischen dem 10.09.2019 und dem 03.12.2020 untersucht. Um die angestrebte maximale Nachbetäubungsrate von 1 % nicht zu überschreiten (BSI SCHWARZENBEK 2013), wurden die BP-A/B während der Datenerfassung weiter angepasst. Letztlich wurden die in Tabelle 4 und 5 dargestellten Betäubungseinstellungen untersucht.

**Tab. 4:** Eingesetzte Stromparameter für das Betäubungsprogramm A

BP	Kopf-Durchströmung			Herz-Durchströmung			Anzahl Schweine
	Stromstärke	Frequenz	Dauer	Stromstärke	Frequenz	Dauer	
1	1,3 A	800 Hz	1,0 s	1,1 A	100 Hz	2,5 s	3616
2	1,35 A	800 Hz	1,0 s	1,1 A	100 Hz	2,5 s	5456

BP = Betäubungsprogramm, A = Ampere, Hz = Hertz, s = Sekunden

**Tab. 5:** Eingesetzte Stromparameter für das Betäubungsprogramm B

BP	Kopf-Durchströmung			Herz-Durchströmung			Anzahl Schweine
	Stromstärke	Frequenz	Dauer	Stromstärke	Frequenz	Dauer	
3	1,8 A	100 Hz	4,5 s	1,3 A	100 Hz	4,0 s	1294
4	1,8 A	100 Hz	4,5 s	1,3 A	50 Hz	3,0 s	295
5	1,8 A	100 Hz	4,5 s	1,3 A	50 Hz	5,0 s	80
6	1,8 A	500 Hz	4,0 s	1,3 A	50 Hz	4,0 s	246
7	1,8 A	100 Hz	4,5 s	1,3 A	50 Hz	4,0 s	1041

BP = Betäubungsprogramm, A = Ampere, Hz = Hertz, s = Sekunden

Die Ergebnisse der Untersuchungen wurden durch das bsi Schwarzenbek bestätigt. Dazu wurden 13,94 % (n = 1677) der 12028 Schweine zusätzlich durch das bsi Schwarzenbek untersucht. Tabelle 6 zeigt die für die unabhängige Stichprobenkontrolle eingesetzten Stromparameter. Von den bei der Stichprobenkontrolle untersuchten Schweinen waren 26,89 % (n = 451) Bio-Schweine, 33,75 % (n = 566) SHV-Schweine und 39,36 % (n = 660) WS-Schweine.

**Tab. 6:** Eingesetzte Stromparameter bei der unabhängigen Stichprobenkontrolle durch das Beratungs- und Schulungsinstitut für Tierschutz bei Transport und Schlachtung (bsi) Schwarzenbek

BP	Kopf-Durchströmung			Herz-Durchströmung		
	Stromstärke	Frequenz	Dauer	Stromstärke	Frequenz	Dauer
2	1,35 A	800 Hz	1,0 s	1,1 A	100 Hz	2,5 s

BP = Betäubungsprogramm, A = Ampere, Hz = Hertz, s = Sekunden

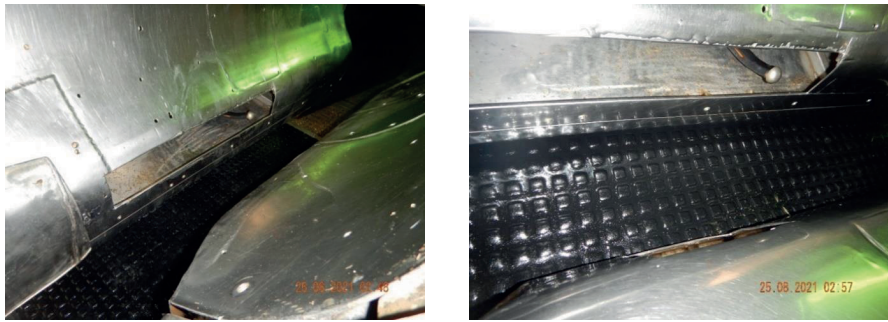
### 3.6 Betäubung

Die Elektrobetäubung der Schweine wurde im Schlachtbetrieb als halbautomatische kombinierte Kopf-Herz-Durchströmung durchgeführt. Für die Betäubung während der Hauptuntersuchungen wurde ein Konstantstrom-Betäubungsgerät (*FBT 2016-A*, Baujahr 2018, Firma Fuhrmann, Neckargemünd) mit einer maximalen Spannungsleistung von 400 V eingesetzt. Bei der eingesetzten Stromform handelte es sich um rechteckförmigen Wechselstrom. Für die Kopf-Durchströmung wurde manuell eine pneumatische, an einem Balancer aufgehängte Betäubungszange vom Typ *FBTZ-G* (Firma Fuhrmann, Neckargemünd) angesetzt. Die penetrierenden Rundelektroden an der Betäubungszange bestanden aus zehn kleineren Spitzen im Kranz und einem zentralen Dorn aus Buntmetall (s. Abb. 3). Der Durchmesser der Kopf- und Herzelektrode betrug jeweils 3 cm. Vor Beginn jeder Schlachtung wurden die Elektroden auf festen Sitz, Sauberkeit und Scharfkantigkeit überprüft.



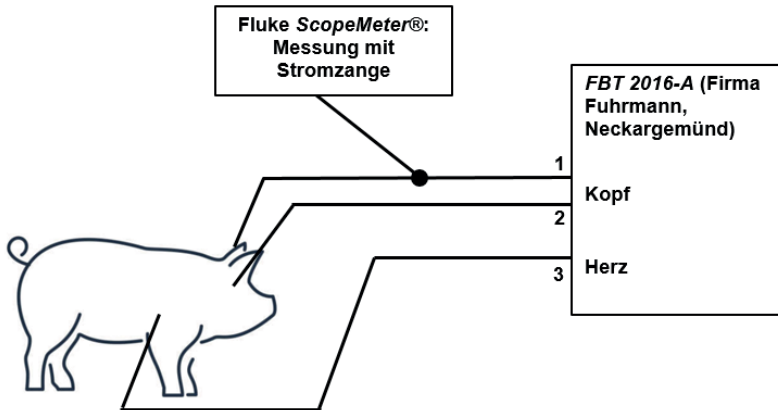
**Abb. 3:** Kopfelektrode – Frontalansicht (links) und Profilansicht (rechts)

Nach Ansatz der Betäubungszange konnte der Betäuber die Zange loslassen. Sie blieb in Position bis sie sich nach Ablauf der eingestellten Gesamtstromflusszeit automatisch öffnete. Nach Beginn des Kopfstromflusses setzte eine halbkugelförmige, vollautomatisch durch den Tierkontakt positionierende Brustelektrode für die anschließende Herz-Durchströmung auf Herzhöhe der rechten Körperseite des Schweines an. Diese befand sich auf einer in Längsrichtung unten an der Betäubungsfalle verlaufenden Schiene (s. Abb. 4). Die Kopf- und die Herz-Durchströmung liefen ohne Unterbrechung direkt nacheinander ab.



**Abb. 4:** Herzelektrode – Gesamtaufnahme (links) und Nahaufnahme (rechts)

Die Kopf- und Herz-Durchströmung wurden jeweils mit konstantem rechteckförmigem Wechselstrom durchgeführt. Der Stromfluss am Kopf erfolgte durch die zwei gegenläufigen Pole der Betäubungszange. Nach Abschalten der Kopf-Durchströmung folgte unmittelbar die Herz-Durchströmung. Beide Elektroden der Betäubungszange wurden während der Herz-Durchströmung zu einem Pol zusammengeschaltet, sodass der Strom von beiden Kopfelektroden zur Herzelektrode floss. Durch den Anschluss eines externen Strommessgerätes konnte der Kopfstromfluss des Betäubungsgerätes verifiziert werden (s. Abb. 5).



**Abb. 5:** Schematische Darstellung des Betäubungsstromflusses am Betäubungsgerät *FBT 2016-A* der Firma Fuhrmann, Neckargemünd

1 = Kopfelektrode 1 | 2 = Kopfelektrode 2 | 3 = Herzelektrode

Im Untersuchungszeitraum kamen insgesamt sechs Personen für die Betäubung zum Einsatz (s. Tab. 7).

**Tab. 7:** Eingesetztes Personal für die Betäubung im Zeitraum der Hauptuntersuchungen

<b>Personal Betäuben</b>	<b>Anzahl betäubter Schweine</b>	<b>Prozentsatz</b>
Betäuber 1	355	2,95 %
Betäuber 2	3021	25,12 %
Betäuber 3	8217	68,32 %
Betäuber 4	23	0,19 %
Betäuber 5	36	0,30 %
Betäuber 6	376	3,13 %
Gesamt	12028	100 %

### **3.7 Ansatz der Betäubungszange**

Der Kopfelektroden wurden in Abhängigkeit von der bevorzugten Ansatzposition des Betäubers und der Position des Schweines in der Betäubungsfalle, entweder

- hinter den Ohren (s. Abb. 6, obere Reihe) oder
- an der Schläfe und am gegenüberliegende Ohrgrund (s. Abb. 6, mittlere Reihe) oder
- an den beiden Schläfen (s. Abb. 6, untere Reihe) angesetzt.

Die Ansatzposition der Betäubungszange zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund sowie der Ansatz an beiden Schläfen wurde in der Auswertung zusammengefasst, da in beiden Fällen davon ausgegangen werden konnte, dass das Gehirn sicher im Stromfluss lag (BSI SCHWARZENBEK 2013).

Eine Möglichkeit zur Bewertung des Betäubungszangenansatzes waren Kameraaufzeichnungen. Außerdem wurden die Elektrodenabdrücke auf der Haut am Tierkopf während der Entblutung bewertet. Zudem konnte, sofern einsehbar, der Betäubungszangenansatz auch direkt in der Betäubungsfalle erfasst werden.



**Abb. 6:** Ansatz der Betäubungszange hinter den Ohren (obere Reihe) an der Schläfe und am gegenüberliegenden Ohrgrund (mittlere Reihe) oder an beiden Schläfen (untere Reihe)

Die Verteilung des Ansatzes der Betäubungszange wird in Tabelle 8 dargestellt. Für 529 Schweine wurde keine Ansatzposition der Betäubungszange dokumentiert.

**Tab. 8:** Verteilung der Ansatzpositionen der Betäubungszange

<b>Ansatz Betäubungszange</b>	<b>Anzahl Schweine</b>	<b>Prozentsatz</b>
Schläfen + zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund	7922	65,86 %
hinter den Ohren	3577	29,74 %
keine Angabe	529	4,40 %
Gesamt	12028	100 %

### 3.8 Entblutung

Die Entblutung im Schlachtbetrieb erfolgte als Liegendentblutung auf einem ca. 3,4 m langen Plattenförderer, auf dem sich maximal acht Mastschweine befanden. Für den Bruststich wurde mit einem Stechmesser mit einer mindestens 12 cm langen Klinge in der Halsmedianen in die Kuhle vor dem Brustbein eingestochen. Die großen Halsgefäße (Karotisarterien und Jugularvenen) wurden in Schnittrichtung quer zur Körperachse eröffnet, sodass eine Schnittlänge von mindestens 2–3 Fingerbreite entstand. Zuständig für den Entblutestich war hauptsächlich ein langjähriger, erfahrener und routinierter Mitarbeiter (Stecher 1). Die übrigen Mitarbeiter, die beim Stechen zum Einsatz kamen, vertraten Stecher 1 in den Pausen (s. Tab. 9).



**Tab. 9:** Eingesetztes Personal für die Entblutung im Zeitraum der Hauptuntersuchungen

Personal Stechen	Anzahl gestochener Schweine	Prozentsatz
Stecher 1	11880	98,77 %
Stecher 2	8	0,07 %
Stecher 3	13	0,11 %
Stecher 4	127	1,06 %
Gesamt	12028	100 %

Eine korrekte Position des Entblutestiches mit sofortigem schwallartigem Blutaustritt wurde mit *OK* bewertet. Eine Bewertung mit *nicht OK* erfolgte bei einer nicht korrekten Position des Stiches und / oder bei einer sich bildenden Hautwölbung an der Stichstelle, aus der das Blut in einem dünnen Strahl austrat. Nach Setzen des Entblutestiches mit einem normalen Stechmesser wurde bei 26,25 % (n = 3157) der untersuchten 12028 Schweine ein stumpfes Hohlstechmesser mit einem Schlauch in die Stichwunde eingesetzt, um Blut zur Lebensmittelgewinnung in einem Bluttank aufzufangen. Dieses Vorgehen wurde entsprechend dokumentiert. Außerdem wurde bei 60,78 % (n = 7311) der Schweine, die mit dem BP-A betäubt wurden, das StS-Intervall dokumentiert (1–5 s vs. 6–10 s). Für 38,89 % (n = 4678) der Schweine wurde im Anschluss an die Schlachtung mithilfe von Videoaufzeichnungen das exakte StS-Intervall in Sekunden gemessen. Zu diesen Schweinen gehörten sowohl Tiere der BP-A-Gruppe als auch Tiere der BP-B-Gruppe. Für 0,32 % (n = 39) der Tiere fehlten Informationen hinsichtlich des StS-Intervalls.

### 3.9 Nachbetäubung

Nicht ausreichend betäubte Schweine wurden im Schlachtbetrieb elektrisch nachbetäubt. Hierfür waren zwei Betäubungsgeräte mit einer Betäubungszange vom

Typ *FBTZ-G* (Firma Fuhrmann, Neckargemünd) für die elektrische Nachdurchströmung vorhanden (s. Abb. 7). Das erste Gerät (*FBT 2010-B/C-D*, Firma Fuhrmann, Neckargemünd) befand sich an der Liegendentblutung und wurde direkt nach Auswurf der Tiere aus der Betäubungsfalle bis hin zum Anschlingen und Aufhängen der Schweine eingesetzt. Das zweite Gerät (*FBT 2010-B/C-D*, Firma Fuhrmann, Neckargemünd) befand sich vor der Brühanlage und ermöglichte eine Nachdurchströmung der Tiere im Hängen und vor Eintritt in die Brühanlage. Für beide Betäubungsgeräte waren die in Tabelle 10 gelisteten Parameter für eine ausschließliche Kopf-Durchströmung oder eine gleichzeitige Kopf-Herz-Durchströmung der Schweine eingestellt.

**Tab. 10:** Stromparameter der Nachbetäubungsgeräte

Stromstärke	Frequenz	Dauer	Stromstärke	Frequenz	Dauer
1,3 A	500 Hz	5,0 s	1,3 A	100 Hz	5,0 s

A = Ampere, Hz = Hertz, s = Sekunden

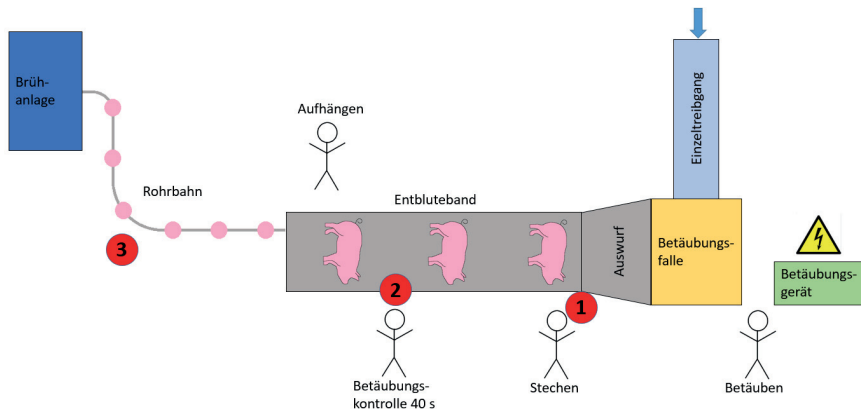
Die Gesamtzeit für die Kopf-Durchströmung betrug 10 s. Beide Nachbetäubungsgeräte zeichneten die Betäubungsvorgänge auf und speicherten die Daten (Software *STUN-LOG*).



**Abb. 7:** Handzange *FBT 2010-B/C-D* (Firma Fuhrmann, Neckargemünd)

### 3.10 Betäubungskontrolle

Vor der Betäubungskontrolle wurden das Datum und die Außentemperatur des Schlachttages dokumentiert. Für die Schlachtung wurden drei Kontrollpunkte definiert, an denen die Betäubungseffektivität kontrolliert wurde (s. Abb. 8).



**Abb. 8:** Schematischer Ablauf der Schlachtung im Schlachtbetrieb mit Kontrollpunkten 1–3 (rot markiert)

s = Sekunden

Die Betäubungseffektivität wurde zu den in Abbildung 8 dargestellten Zeitpunkten unter Verwendung aktuell verfügbarer wissenschaftlicher Protokolle kontrolliert, beurteilt und in einer Checkliste dokumentiert (BSI SCHWARZENBEK 2013, EFSA 2004, 2013, AG Tierschutz der Länderarbeitsgemeinschaft Verbraucherschutz (LAV) Stand: März 2017). An den Kontrollpunkten 1 und 3 fand ausschließlich eine visuelle Betäubungskontrolle statt. Kontrollpunkt 1 befand sich direkt am Auswurf der Schweine aus der Betäubungsfalle. Hier wurde auch die Entblutung bewertet.

#### Parameter der Beurteilung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 1:

- Spontanes Blinzeln: ja/nein
- Bulbusrotation: ja/nein
- Maulöffnen: ja/nein
- Lautäußerung: ja/nein

- Untypisches Krampfverhalten:  
1 = Dorsalflexion, 2 = lang anhaltende tonische Phase, 3 = keine Verkrampfung nach Auswurf, 4 = untypisch stark ausgeprägte klonische Phase
- Schnappatmung

Für 60,78 % (n = 7311) der Schweine wurde die Anzahl potentiell auftretender Schnappatmungen in die Kategorien 1 bis  $\geq 4$  eingeteilt. Für die übrigen 39,22 % (n = 4717) der Schweine wurde anhand von Videoaufnahmen exakt bestimmt, wann die Schnappatmung nach Betäubungsstromflussende begann, wie oft und in welchen Abständen sie auftrat und wann sie endete. Das Maulöffnen (starr geöffnetes und dann einmalig geschlossenes Maul) und die Schnappatmung (teilweise mehrmaliges Öffnen und Schließen des Mauls) wurden als zwei Parameter erfasst. Bei der Einteilung des untypischen Krampfverhaltens wurden die Krampfmuster der Kategorien 3 und 4 für die statistische Auswertung aufgrund der geringen Fallzahlen zu einer Kategorie (Kategorie 3) zusammengefasst ( $n_{\text{unt. Kr. 3}} = 43$ ,  $n_{\text{unt. Kr. 4}} = 15$ ).

### **Einteilung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 1**

#### **Betäubungseffektivität ausreichend:**

- Symptome der Epilepsie
  - ca. 30–40 s nach Durchströmungsende beendet
- Typische Verkrampfung beim Auswurf
  - Vorderbeine gestreckt
  - Hinterbeine unter den Bauch gezogen, dann übergehend in paddelnde Bewegungen

#### **Betäubungseffektivität fraglich:**

- Untypisches Krampfverhalten evtl. mit weiteren Symptomen dieser Kategorie: 1 = Dorsalflexion, 2 = lang anhaltende tonische Phase, 3 = keine Verkrampfung nach Auswurf, 4 = untypisch stark ausgeprägte klonische Phase
- Schnappatmung  $< 4$  x
- Bulbusrotation des Auges
- Maulöffnen
- Spontanes Blinzeln  $< 2$  x

### **Betäubungseffektivität nicht ausreichend:**

- Tier verkrampft nicht oder untypisch mit weiteren Symptomen dieser Kategorie:  
1 = Dorsalflexion, 2 = lang anhaltende tonische Phase, 3 = keine Verkrampfung nach Auswurf, 4 = untypisch stark ausgeprägte klonische Phase
- Schwein richtet sich auf oder steht wieder auf
- Gerichtete Bewegungen des Auges und / oder spontaner Lidschluss  $\geq 2$  x
- Schnappatmung  $\geq 4$  x
- Vokalisation

Die zweite Kontrolle fand während der Entblutung, ca. 40 s nach der Elektrobetäubung, statt. An Kontrollpunkt 2 wurden bei jedem Tier dreimal im Abstand von wenigen Sekunden der Lidschluss- und Schmerzreflex (Hirnstammreflexe) mit einer abgewinkelten Telefonzange getestet. Für den Lidschlussreflex-Test wurde das Auge des sich auf dem Plattenband befindlichen Schweines mit der abgewinkelten Telefonzange an Cornea und Augenlid berührt (s. Abb. 9 oben). Als positive Reaktion wurde ein Schließen und Öffnen des Augenlides bewertet. Im negativen Fall blieb das Auge reaktionslos. Für die Überprüfung des Schmerzreflexes wurde nach dem Lidschlussreflex-Test mit der abgewinkelten Telefonzange in die Nasenscheidewand des Schweines gekniffen (s. Abb. 9 unten). Als positive Reaktion wurde ein Zurückziehen des Kopfes mit einer ruckartigen Bewegung bewertet. War der Reflex test negativ, blieb der Kopf des Schweines reaktions- und bewegungslos.

### **Parameter der Beurteilung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 2:**

- Lidschlussreflex 3 x im Abstand von wenigen Sekunden getestet: positiv/negativ
- Schmerzreflex 3 x im Abstand von wenigen Sekunden getestet: positiv/negativ
- Spontanes Blinzeln: ja/nein
- Bulbusrotation: ja/nein
- Schnappatmung
- Untypisches Krampfverhalten: 1 = Dorsalflexion, 2 = lang anhaltende tonische Phase, 3 = keine Verkrampfung nach Auswurf, 4 = untypisch stark ausgeprägte klonische Phase

## **Einteilung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 2**

### **Betäubungseffektivität ausreichend:**

- Keine Hinweise auf unzureichenden Blutfluss
- Lockeres Paddeln
- Starres weites reaktionsloses Auge
- Negativer Lidschlussreflex
- Negativer Nasenscheidewandreflex

### **Betäubungseffektivität fraglich:**

- Reflexe am Auge
- Schnappatmung  $< 4 \times$
- Bulbusrotation
- Schnappatmung  $< 4 \times$

### **Betäubungseffektivität nicht ausreichend:**

- Schnappatmung  $\geq 4 \times$
- Positiver Nasenscheidewandreflex
- Wiederholt positiver Lidschlussreflex mit anderen Anzeichen



**Abb. 9:** Kontrolle des Lidschlussreflexes (oben) und Kontrolle des Schmerzreflexes (unten)

Der Kontrollpunkt 3 befand sich vor der Brühanlage, wo die Schweine bereits an der Rohrbahn aufgehängt waren. Hier wurde nur noch zwischen ausreichend und nicht ausreichend betäubten Tieren unterschieden, eine Einstufung als fragliches Tier gab es nicht mehr. Jedes Tier musste vollständig bewegungs- und reaktionslos sein, andernfalls wurde es nachbetäubt.

**Parameter der Beurteilung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 3:**

- Schnappatmung
- Bewegungen: ungerichtete Bewegungen / Einrollen der Vordergliedmaßen

### Einteilung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 3

#### **Betäubungseffektivität ausreichend:**

- Keine Schnappatmung vorhanden
- Keine Bewegungen feststellbar

#### **Betäubungseffektivität nicht ausreichend:**

- Jegliche Bewegungen: unkontrollierte Bewegungen / Einrollen der Vordergliedmaßen / Schnappatmung

An Kontrollpunkt 1 oder 2 als *fraglich* eingestufte Tiere wurden weiter beobachtet. Die Betäubungseffektivität wurde bei der erneuten Bewertung als *ausreichend* eingestuft, wenn keine Anzeichen einer *fraglichen* oder *nicht ausreichenden* Betäubungswirkung mehr feststellbar waren. Sie wurde dagegen als *nicht ausreichend* eingestuft, wenn zusätzlich zu den Symptomen einer *fraglichen* Betäubungseffektivität noch solche einer *nicht ausreichenden* Betäubungseffektivität hinzukamen. In diesem Fall wurde das Schwein umgehend nachbetäubt. Der Eintritt der Schweine in die Brühanlage erfolgte erst nach Eintritt des Todes, wenn keine Lebenszeichen der Tiere mehr feststellbar waren. Dies war in Abhängigkeit von der Anzahl der Schweine an der Rohrbahn frühestens nach 3–5 min der Fall. Zur detaillierten Auswertung der Betäubungskontrollen im Anschluss an die Schlachtung standen zwei fest installierte Kameras und eine Actioncam zur Verfügung. Eine fest installierte Kamera (*Mobotix M15D-Sec*) befand sich über dem Entbluteband und erfasste die gesamte Schlachthalle vom Eintritt der Schweine in die Betäubungsfalle bis zur Brühanlage (s. Abb. 10 oben). Die zweite Kamera (*Mobotix M26B-6N*) war vom Entbluteband auf die Betäubungsfalle gerichtet, sodass durch eine Plexiglasscheibe in der Fallenwand das Vorfahren der Herzelektrode gefilmt wurde (s. Abb. 10 unten links). Die Actioncam (*Rollei Actioncam 530*) wurde an einem Gurt des Betäubers befestigt und filmte den Zangenansatz auf Brusthöhe des Betäubers (s. Abb. 10 unten rechts).





**Abb. 10:** Ansicht der Kamera *Robotix M15D-Sec* (oben), Ansicht der Kamera *Robotix M26B-6N* (unten links), Ansicht der *Actioncam Rolleiflex Actioncam 530* (unten rechts)

### 3.11 Betäubungsaufzeichnungen

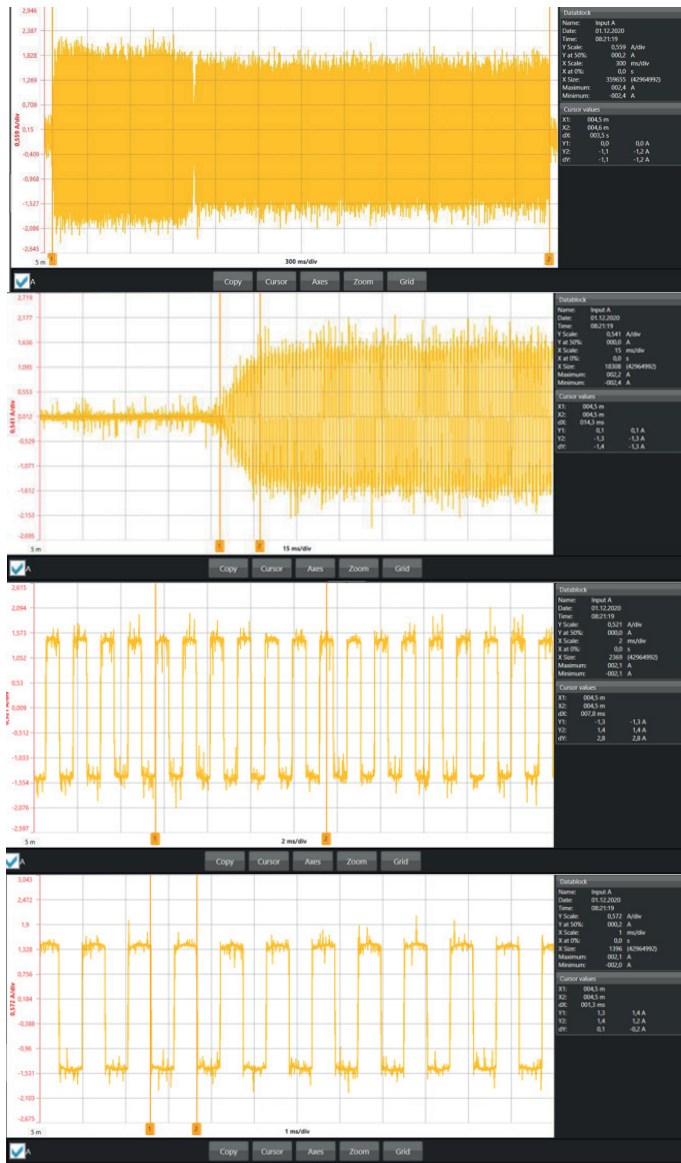
Jeder Hauptbetäubungsvorgang wurde mit Hilfe der anlageneigenen Aufzeichnungsanlage der Firma Fuhrmann sowie der Software *STUN LOG* dokumentiert und zusätzlich stichprobenartig durch ein externes Messgerät (Typ *124B Industrial Scopemeter®*, Firma Fluke mit einer Stromzange vom Typ *Fluke i30s AC/DC Current Clamp*) verifiziert, mit der zugehörigen Software *Fluke View 2 Version 2.0.2.1*

im Anschluss an die Schlachtung ausgewertet und mit den Aufzeichnungen der *STUN LOG*-Software abgeglichen. Mit dem Fluke-Messgerät und der *STUN LOG*-Software wurden die Spannung, der Frequenzverlauf, der Stromanstieg, die Stromstärke und die Haltezeit während der Kopf-Durchströmung erfasst. Während der Herz-Durchströmung wurden die Spannung, der Frequenzverlauf, die Stromstärke und die Haltezeit aufgezeichnet. Weiter wurden die am Betäubungsgerät eingestellten Sollparameter und die Stromform dokumentiert. Im Folgenden wird ein Auszug einer solchen Auswertung exemplarisch in verkürzter Form dargestellt (s. Abb. 11 und 12).



**Abb. 11:** Betäubungsaufzeichnung *STUN LOG* (Firma Fuhrmann, Neckargemünd)

Derselbe Betäubungsvorgang wurde durch parallele Aufzeichnungen des Fluke *ScopeMeter*® verifiziert. Die angezeigte Uhrzeit der Software *STUN LOG* und die des Fluke *ScopeMeters*® stimmten nicht überein, sodass eine Hilfsperson die Nummer des geschlachteten Schweines in der *STUN LOG*-Aufzeichnung bei Beginn der Fluke-Messungen vermerkte. Mit dem Fluke *ScopeMeter*® wurde die Durchströmungsdauer (s. Abb. 12, 1. Reihe), der Stromanstieg innerhalb der ersten Sekunde (s. Abb. 12, 2. Reihe), die mittlere Stromstärke während des Betäubungsstromflusses für die Kopf-Durchströmung (s. Abb. 12, 3. Reihe) und die Stromform sowie die Frequenz des Betäubungsstromes (s. Abb. 12, 4. Reihe) ermittelt.



**Abb. 12:** Gesamtstromflusszeit (1. Reihe), Stromanstieg (2. Reihe), mittlere Stromstärke Kopf-Durchströmung (3. Reihe), Frequenz und Stromform Kopf-Durchströmung (4. Reihe) (Fluke ScopeMeter®)

Die aufgetretenen Abweichungen im Stromverlauf wurden anhand folgender Parameter dokumentiert:

- Ansetzen der Betäubungszange 2 x
- Ansetzen der Betäubungszange > 2 x
- Herz-Durchströmung zu kurz
- Herz-Durchströmung nicht OK
- Kopf- und Herz-Durchströmung nicht OK
- Kopf-Durchströmung nicht OK
- Stromanstiegsfehler

Eine mit *nicht OK* bewertete Kopf- oder bzw. und Herz-Durchströmung beschreibt Stromverläufe, bei denen während des Stromflusses ein Abfall der eingestellten Stromstärke eintrat. Als Stromanstiegsfehler galten Stromverläufe, bei denen innerhalb der ersten Sekunde des Kopfstromflusses eine Stromstärke von 1,3 A nicht erreicht wurde.

### 3.12 Schlachtprotokoll

Im Anschluss an die Schlachtung wurde das Schlachtprotokoll der Schweine ausgewertet. Im Schlachtprotokoll wurden die Schlachtnummer und der Herkunftsbetrieb des Schweines erfasst. Außerdem wurde der MFA mittels FOM (*Fat-O-Meater*, SFK Technology) bestimmt. Der pH-Wert wurde manuell ca. 40 min (pH<sub>40</sub>-Wert) post mortem im Schinken (*Musculus semimembranosus*) und im Kotelett (*Musculus longissimus lumborum*) auf Höhe der 13./14. Rippe mit dem Messgerät *pH-Star* (Firma Matthäus) gemessen. Von dem im Anschluss an die Schlachtung ermittelten Schlachtgewicht wurde, ausgehend von einer Ausschlagung von 80 %, auf das Lebendgewicht geschlossen. Eine deskriptive Statistik für die Daten aus dem Schlachtprotokoll findet sich in Tabelle 11. Das mittlere Schlachtgewicht der untersuchten Schweine betrug 96,91 kg und das Lebendgewicht 121,14 kg. Der durchschnittliche MFA lag bei 58,07 %. Der mittlere pH<sub>40</sub>-Wert Schinken betrug 6,50 und der mittlere pH<sub>40</sub>-Wert Rippe 6,37. Die unterschiedliche Anzahl der Schweine für die untersuchten Parameter resultiert aus fehlenden Werten für den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe. Diese Tiere wurden aus den Analysen ausgeschlossen.

**Tab. 11:** Mittelwerte der Befunde am Schlachtkörper – Übersicht

<b>Variable</b>	<b>n</b>	<b>Mittelwert</b>	<b>Standard- abweichung</b>	<b>Minimum</b>	<b>Maximum</b>
SGW in kg	12028	96,91	8,64	51,40	140,90
LGW in kg	12028	121,14	10,80	64,25	176,13
MFA in %	12028	58,07	3,96	32,30	67,30
pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	11990	6,50	0,23	5,30	6,90
pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	11992	6,37	0,20	5,40	6,90

SGW = Schlachtgewicht, n = Anzahl der Schlachtkörper, LGW = Lebendgewicht,  
MFA = Muskelfleischanteil

### 3.13 Statistische Analysen

Die statistische Datenauswertung erfolgte mit den Softwarepaketen SAS® und R Studio. Die Auswertung der deskriptiven Statistik zu den Häufigkeitsverteilungen und Mittelwerten der einzelnen Parameter erfolgte mit den Prozeduren PROC FREQ und PROC MEANS in der Software SAS. Mittels linear und generalisiert linear gemischter Modelle wurden Assoziationen zwischen der Schlachtgruppe (Bio, SHV, WS) und dem genetischen Hintergrund (sechs verschiedene genetische Linien) und den abhängigen Variablen Schlachtkörperbefund (Schlachtgewicht, MFA, pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und pH<sub>40</sub>-Wert Rippe) und der Betäubungseffektivität analysiert. Dabei wurden die verschiedenen Schlachtgruppen und genetischen Linien als fixe Effekte (unabhängige Variablen) in die Modelle inkludiert und weitere Einflussgrößen (z. B. Betäubungsprogramm, Personal, Elektrodenansatzstellen) in den Modellen getestet und berücksichtigt. Für jede abhängige Variable erfolgte ein Vergleich verschiedener Modelle anhand des Akaike Informationskriteriums (AIC), wobei das beste Modell

anhand des kleinsten AIC-Wertes selektiert wurde. Der p-Wert beschreibt die statistische Signifikanz der jeweiligen Ergebnisse. Dafür wurde das Signifikanzniveau  $\alpha = 0,05$  zugrunde gelegt, womit Ergebnisse mit  $p < 0,05$  als statistisch signifikant, Ergebnisse mit  $p < 0,001$  als hochsignifikant und Ergebnisse mit  $p < 0,0001$  als höchstsignifikant angesehen wurden. Für einzelne Effekte ab 4 Effektklassen sowie für Interaktionen zwischen einzelnen Effekten wurden die p-Werte zum Testen einer statistischen Signifikanz zwischen den einzelnen Klassen mittels Bonferroni-Holm-Korrektur korrigiert. Mit dem Programm Office® Excel® 2013 (Microsoft® Corporation) wurden sowohl die erhobenen Daten verwaltet als auch die graphischen Abbildungen der Ergebnisse erstellt.

### **3.13.1 Statistische Modelle zur Schlachtung**

Für 38,89 % ( $n = 4678$ ) der 12028 untersuchten Schweine wurde mit Hilfe der Kameraaufzeichnungen das exakte StS-Intervall in Sekunden ermittelt. An diesem Teildatensatz wurde mit Modell [1] untersucht, welchen Einfluss das StS-Intervall auf die Betäubungseffektivität direkt nach Auswurf aus der Betäubungsfalle (Kontrollpunkt 1) hatte. Der Einfluss des StS-Intervalls auf die Betäubungseffektivität wurde nur an diesem Kontrollpunkt untersucht, da die Relevanz des Parameters mit zunehmendem Blutverlust des Schweines auf der Entblutestrecke für die Betäubungseffektivität abnahm. Analysen der Betäubungseffektivität inklusive der Daten der Kontrollpunkte 2 und 3 ergaben daher ähnliche Ergebnisse.

**Modell [1] – Einflussgrößen auf die Bewertung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 1 an einem Teildatensatz (n = 4678)**

$$Y_{ijklmn} = \mu + SG_i + Programm_j + Anlieferung_k + ZA_l + SGW_m + StS\_Interv_n + e_{ijklmn} \quad [1]$$

$Y_{ijklmn}$	Bewertung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 1 (0 = ausreichend, 1 = fraglich, 2 = nicht ausreichend (Nachbetäubung))
$\mu$	allgemeiner Mittelwert
$SG_i$	fixer Effekt der Schlachtgruppe ( $i = \text{Bio, SHV, WS}$ )
$Programm_j$	fixer Effekt für das BP ( $j = \text{BP-A, BP-B}$ )
$Anlieferung_k$	fixer Effekt für den Anlieferungszeitpunkt ( $k = \text{Morgen, Vorabend}$ )
$ZA_l$	fixer Effekt für den Ansatz der Betäubungszange ( $l = \text{hinter den Ohren, Schläfe-Schläfe, zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund}$ )
$SGW_m$	Kovariablen für das Schlachtgewicht ( $m = 51,4 \text{ kg, } \dots, 140,9 \text{ kg}$ )
$StS\_Interv_n$	Kovariablen für das StS-Intervall ( $n = 3 \text{ s, } \dots, 20 \text{ s}$ )
$e_{ijklmn}$	Zufälliger Restfehler

Mit Modell [2] wurden die Einflussgrößen auf die Effektivität des Entblutestiches untersucht. Das untypische Krampfverhalten der Kategorien 3 und 4 wurde für dieses Modell aufgrund geringer Fallzahlen ( $n_{\text{unt. Kr. 3}} = 43$ ,  $n_{\text{unt. Kr. 4}} = 15$ ) zusammengefasst.

### Modell [2] – Einflussgrößen auf die Bewertung des Entblutestiches

$$\text{logit}(\pi_{rstu}) = \log\left(\frac{\pi_{rstu}}{1-\pi_{rstu}}\right) = \varphi + \mathbf{SG}_r + \mathbf{Programm}_s + \mathbf{Unt\_Kr\_kat}_t + \mathbf{ZA}_u \quad [2]$$

$\pi_{rstu}$	Bewertung des Entblutestiches (0 = Stich OK, 1 = Stich nicht OK)
$\varphi$	Allgemeiner Mittelwert
$\mathbf{SG}_r$	fixer Effekt der Schlachtgruppe ( $r = \text{Bio, SHV, WS}$ )
$\mathbf{Programm}_s$	fixer Effekt für das BP ( $s = \text{BP-A, BP-B}$ )
$\mathbf{Unt\_Kr\_kat}_t$	fixer Effekt für das untypische Krampfverhalten am Kontrollpunkt 1 ( $t = 0, 1, 2, 3$ )
$\mathbf{ZA}_u$	fixer Effekt für den Ansatz der Betäubungszange ( $u = \text{hinter den Ohren, Schläfe-Schläfe, zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund}$ )



Mit Modell [3] wurden die Einflussgrößen auf das untypische Krampfverhalten am Kontrollpunkt 1 statistisch untersucht.

**Modell [3] – Einflussgrößen auf das untypische Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1**

$$\text{logit}(\pi_{rstu}) = \log\left(\frac{\pi_{rstu}}{1-\pi_{rstu}}\right) = \varphi + \text{SG}_r + \text{Programm}_s | \text{Bet}_{pr}_s + \text{ZA}_t + \text{Anlieferung}_u \quad [3]$$

$\pi_{rstu}$	Bewertung des untypischen Krampfverhaltens (0 = kein untypisches Krampfverhalten, 1= untypisches Krampfverhalten)
$\varphi$	allgemeiner Mittelwert
$\text{SG}_r$	fixer Effekt der Schlachtgruppe ( $r = \text{Bio, SHV, WS}$ )
$\text{Programm}_s / \text{Bet}_{pr}_s$	fixer Effekt für das BP ( $s = \text{BP-A, BP-B}$ ) bzw. fixer Effekt für die einzelnen BP ( $s = \text{BP-1-7}$ )
$\text{ZA}_t$	fixer Effekt für den Ansatz der Betäubungszange ( $t = \text{hinter den Ohren, Schläfe-Schläfe oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund}$ )
$\text{Anlieferung}_u$	fixer Effekt für den Anlieferungszeitpunkt ( $u = \text{Morgen, Vorabend}$ )

Anhand des Modells [4] wurde im Gesamtdatensatz analysiert, welche der erfassten Parameter einen Einfluss auf die Betäubungseffektivität hatten. Schweine, bei denen die Betäubungseffektivität als ausreichend oder fraglich beurteilt wurde, wurden in diesem Modell zusammengefasst.

### Modell [4] – Einflussgrößen auf die Bewertung der Betäubungseffektivität

$$\text{logit}(\pi_{rstuv}) = \log(\pi_{rstuv}/1-(\pi_{rstuv})) = \varphi + \text{SG}_r \mid \text{Genetik}_r + \text{Programm}_s \mid \text{Bet}_{pr_s} + \text{ZA}_t + \text{Anlieferung}_u + \text{Entfernung}^*_v \quad [4]$$

$\pi_{rstuv}$	Bewertung der Betäubungseffektivität (0 = ausreichend/fraglich; 1 = nicht ausreichend (Nachbetäubung))
$\varphi$	allgemeiner Mittelwert
$\text{SG}_r$	fixer Effekt der Schlachtgruppe ( $r$ = Bio, SHV, WS)
$\text{Genetik}_r$	fixer Effekt für die genetische Linie ( $i$ = BW-Hybrid x Pi, DL x Pi, LW x DL x Pi, PIC x Pi, SH x Pi, SH x SH)
$\text{Programm}_s \mid \text{Bet}_{pr_s}$	fixer Effekt für das BP ( $s$ = BP-A, BP-B) bzw. fixer Effekt für die einzelnen BP ( $s$ = BP-1–7)
$\text{ZA}_t$	fixer Effekt für den Ansatz der Betäubungszange ( $t$ = hinter den Ohren, Schläfe-Schläfe oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund)
$\text{Anlieferung}_u$	fixer Effekt für den Anlieferungszeitpunkt ( $u$ = Morgen, Vorabend)
$\text{Entfernung}^*_v$	Kovariable für die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb ( $n$ = 3 km, ..., 207 km) im Modell mit BP-A/B

Die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb wurde bei Verwendung der Schlachtgruppen und den BP-A/B bzw. der Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B aufgenommen, da sich der AIC-Wert des Modells [4] dadurch verbesserte und um mögliche Tendenzen zum Einfluss der Entfernung auf die Betäubungseffektivität ableiten zu können. Die Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B bzw. Schlachtgruppe / BP-1–7 wurde getestet, war aber für die BP-A/B nicht signifikant und ließ sich für die BP-1–7 nicht modellieren, weil nicht jede Schlachtgruppe in jedem BP vertreten war. Daher wurde Modell [4] zusätzlich mit den gleichen fixen Effekten ohne die Schlachtgruppe separat für die drei Schlachtgruppen Bio, SHV und WS gerechnet.

Damit wurden die Einflussfaktoren auf die Betäubungseffektivität getrennt in diesen drei Gruppen untersucht. Der MFA wurde als Effekt für die Schlachtgruppen Bio und SHV berücksichtigt, nicht aber für die Schlachtgruppe WS, weil dieser Effekt für diese Schlachtgruppe nicht signifikant ( $p = 1,0000$ ) war und sich bei Berücksichtigung dieses Effektes im Modell der AIC-Wert verschlechterte. Auch der Betriebseffekt wurde innerhalb der Schlachtgruppen getestet. Dieser wurde aber in dem finalen Modell [4] nicht inkludiert, da sich sonst der AIC-Wert verschlechterte und die Schätzwerte verzerrt waren. Grund hierfür war, dass Modell [4] mit dem Betriebseffekt u. a. aufgrund fehlender Klassenbesetzungen bei der Interaktion Schlachtgruppe / Herkunftsbetrieb nicht konvergierte. In den Untersuchungen konnte kein optimales kreuzklassifiziertes Design realisiert werden, bei dem in jedem Betrieb mehrere Schlachtgruppen gehalten wurden. Oft gab es nur eine Schlachtgruppe pro Betrieb, sodass sich im Modell der Effekt der Schlachtgruppe und der des Betriebes überlagerten. Zudem änderten sich die Tendenzen der Einflüsse der einzelnen Effekte in Modell [4] nicht, unabhängig davon, ob der Herkunftsbetrieb der Schweine mit in das Modell aufgenommen wurde oder nicht.

Für Modell [5] wurde der ursprüngliche Datensatz durch neue Datensätze ersetzt, die nur Tiere einschlossen, die entweder mit dem BP-A ( $n = 8982$ ) oder mit dem BP-B ( $n = 3046$ ) betäubt wurden.

### Modell [5] – Einflussgrößen auf die Betäubungseffektivität innerhalb der BP-A/B

$$\text{logit}(\pi_{rst}) = \log\left(\frac{\pi_{rst}}{1-\pi_{rst}}\right) = \varphi + \mathbf{SG}_r + \mathbf{ZA}_s + \mathbf{Anlieferung}_t \quad [5]$$

$\pi_{rst}$	Bewertung der Betäubungseffektivität (0 = ausreichend/ fraglich; 1 = nicht ausreichend (Nachbetäubung))
$\varphi$	allgemeiner Mittelwert
$\mathbf{SG}_r$	fixer Effekt der Schlachtgruppe ( $r = \text{Bio, SHV, WS}$ )
$\mathbf{ZA}_s$	fixer Effekt für den Ansatz der Betäubungszange ( $t = \text{hinter den Ohren, Schläfe-Schläfe oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund}$ )
$\mathbf{Anlieferung}_t$	fixer Effekt für den Anlieferungszeitpunkt ( $u = \text{Morgen, Vorabend}$ )

### 3.13.2 Statistische Modelle zu Befunden am Schlachtkörper

In Modell [6] wurden die Einflussfaktoren auf das Schlachtgewicht sowie auf den MFA der Mastschweine untersucht.

#### Modell [6] – Einflussgrößen auf Schlachtgewicht (SGW) und den Muskelfleischanteil (MFA)

$$y_{ijk} = \mu + SG_i | Genetik_i + SG^* Betrieb_j | Genetik^* Betrieb_j + Temp_k + e_{ijk} \quad [6]$$

$y_{ijk}$	Beobachtungen für das SGW (in kg) und den MFA (in %)
$\mu$	allgemeiner Mittelwert
$SG_i$	fixer Effekt für die Schlachtgruppe ( $i = \text{Bio, SHV, WS}$ )
$Genetik_i$	fixer Effekt für die genetische Linie ( $i = \text{BW-Hybrid x Pi, DL x Pi, LW x DL x Pi, PIC x Pi, SH x Pi, SH x SH}$ )
$SG^* Betrieb_j$	fixer Effekt für die Interaktion Schlachtgruppe / Betrieb ( $j = 1, \dots, 121$ )
$Genetik^* Betrieb_j$	fixer Effekt für die Interaktion Genetik / Betrieb ( $j = 1, \dots, 121$ )
$Temp_k$	Kovariablen für die Außentemperatur ( $k = -1,5 \text{ °C}, \dots, +20 \text{ °C}$ )
$e_{ijk}$	Zufälliger Restfehler

Um die Einflussfaktoren auf die Genetik zu untersuchen, wurde im Modell der fixe Effekt der Schlachtgruppe durch den fixen Effekt der Genetik ersetzt.

Modell [7] untersuchte die Faktoren mit Einfluss auf den pH<sub>40</sub>-Wert, der im Schinken und auf der Höhe der 13./14. Rippe gemessen wurde.

### Einflussgrößen auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe

$$\begin{aligned}
 Y_{ijklmnop} = & \mu + SG_i | \text{Genetik}_i + \text{Betrieb}_j + \text{Programm}_k | \text{Bet}_{pr}_k + \\
 & \text{Anlieferung}_l + \text{Bet}_{ges}_m + \text{Temp}_n + \text{Bew\_Stich}_o + SG^* \text{Programm}_p | \quad [7] \\
 & \text{Genetik}^* \text{Programm}_p | SG^* \text{Bet}_{pr}_p | \text{Genetik}^* \text{Bet}_{pr}_p + e_{ijklmnop}
 \end{aligned}$$

$Y_{ijklmnop}$	Beobachtungen für den pH <sub>40</sub> -Wert Schinken / Rippe
$\mu$	allgemeiner Mittelwert
<b>SG<sub>i</sub></b>	fixer Effekt der Schlachtgruppe ( <i>i</i> = Bio, SHV, WS)
<b>Genetik<sub>i</sub></b>	fixer Effekt für die genetische Linie ( <i>i</i> = BW-Hybrid x Pi, DL x Pi, LW x DL x Pi, PIC x Pi, SH x Pi, SH x SH)
<b>Betrieb<sub>j</sub></b>	fixer Effekt für den Betrieb (im Modell mit Bet_pr und Genetik als zufälliger Effekt modelliert) ( <i>j</i> = 1, ..., 121)
<b>Programm<sub>k</sub></b>	fixer Effekt für das BP ( <i>k</i> = BP-A, BP-B)
<b>Bet<sub>pr<sub>k</sub></sub></b>	fixer Effekt für das BP ( <i>k</i> = BP-1–7)
<b>Anlieferung<sub>l</sub></b>	fixer Effekt für den Anlieferungszeitpunkt ( <i>l</i> = Morgen, Vorabend)
<b>Bet<sub>ges<sub>m</sub></sub></b>	fixer Effekt für die Bewertung der Betäubungseffektivität ( <i>m</i> = 0 = keine Nachbetäubung, 1 = Nachbetäubung oder Betäubung fraglich jeweils an mindestens einem der drei Kontrollpunkte)
<b>Temp<sub>n</sub></b>	Kovariable für die Außentemperatur ( <i>n</i> = -1,5 °C, ..., +20 °C)
<b>Bew<sub>Stich<sub>o</sub></sub></b>	fixer Effekt für die Bewertung des Stiches ( <i>o</i> = OK, nicht OK)
<b>SG* Programm<sub>p</sub></b>	Interaktion Schlachtgruppe / BP
<b>Genetik* Programm<sub>p</sub></b>	fixer Effekt für die Interaktion Genetik / Betrieb ( <i>j</i> = 1, ..., 121)
$e_{ijklmnop}$	Zufälliger Restfehler

Der Einfluss der Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb auf den pH<sub>40</sub>-Wert in Schinken und Rippe wurde mit Modell [7] getestet, war aber nicht signifikant.

Da sich der AIC-Wert durch die Aufnahme der Entfernung im Modell nicht wesentlich verbesserte, wurde dieser Faktor in dem Modell nicht weiter berücksichtigt.

### **Untersuchung von Genotyp-Umwelt-Interaktionen (GUI) für den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe sowie die Betäubungseffektivität**

Zur Analyse des potentiellen Effekts der Interaktion genetische Linie der Schweine / Herkunftsregion auf die Betäubungseffektivität, den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe wurden die Bio-Betriebe in Regionen eingeteilt. Bezugspunkt für die Einteilung war der Schlachtbetrieb. Für 1389 Bio-Schweine wurde die Interaktion Genetik / Region in die Modelle [4] und [7] als fixer Effekt inkludiert. Hierbei wurde zwischen Schweinen unterschieden, deren Herkunftsbetrieb nördlich (n = 672) bzw. südlich (n = 717) des Schlachtbetriebes lag. Für 496 Bio-Schweine konnte keine Region ihrer Herkunftsbetriebe ermittelt werden. Die Schlachtgruppen der SHV- und der WS-Schweine wurden nicht weiter in Regionen eingeteilt, da hier die Herkunftsbetriebe alle im näheren Umkreis des Schlachtbetriebes lagen.

## 4 Ergebnisse

### 4.1 Schlachtung

#### 4.1.1 Vorversuche

Die in Tabelle 12 dargestellten Betäubungseinstellungen mit  $\geq 4$  s Kopf-Durchströmungszeit wurden im Vorfeld der Datenerhebung von März–September 2019 in den drei Schlachtgruppen (Bio, SHV, WS) untersucht, mussten aber teilweise aufgrund der unzureichenden Betäubungseffektivität und den folglich hohen Nachbetäubungsraten abgebrochen werden. Erst bei Versuch Nr. 1.6 lag die Nachbetäubungsrate niedriger, sodass diese Betäubungseinstellung als Vergleichs-BP gewählt wurde (s. Tab. 13). Die Untersuchungen der Einstellungen wurden mit einem Konstantstrom-Betäubungsgerät vom Typ *FBT 2016-A* (Baujahr 2018, Fa. Fuhrmann, Neckargemünd) durchgeführt und erfolgten in Absprache und im Beisein einer amtlichen Tierärztin / eines amtlichen Tierarztes.

**Tab. 12:** Stromparameter der Vorversuche mit dem Betäubungsgerät *FBT 2016-A* (Baujahr 2018, Firma Fuhrmann, Neckargemünd)

Versuch	Kopf-Durchströmung			Herz-Durchströmung		
	Stromstärke	Frequenz	Dauer	Stromstärke	Frequenz	Dauer
1.1	1,3 A	400 Hz	4,0 s	1,3 A	100 Hz	3,0 s
1.2	1,3 A	100 Hz	4,0 s	1,3 A	100 Hz	4,5 s
1.3	1,4 A	100 Hz	4,0 s	1,4 A	100 Hz	3,5 s
1.4	1,5 A	100 Hz	4,0 s	1,4 A	100 Hz	3,5 s
1.5	1,3 A	800 Hz	4,0 s	1,1 A	100 Hz	2,5 s
1.6	1,8 A	100 Hz	4,5 s	1,3 A	50 Hz	5,0 s

A = Ampere, Hz = Hertz, s = Sekunden

**Tab. 13:** Nachbetäubungsraten in den Vorversuchen mit dem Betäubungsgerät *FBT 2016-A* (Baujahr 2018, Firma Fuhrmann, Neckargemünd)

Versuch	Anzahl Schweine gesamt	Anzahl nachbe- tübter Schweine	NBR in %
1.1	62	10	16,1
1.2	32	12	37,0
1.3	150	23	15,3
1.4	115	69	60,0
1.5	190	42	22,1
1.6	181	25	13,8

NBR = Nachbetäubungsrate

Außerdem wurde im Zeitraum zwischen dem 19. November 2019 und dem 19. Februar 2020 die Betäubungseffektivität für verschiedene Einstellungen der Stromparameter mit einem Konstantspannungs-Betäubungsgerät vom Typ *TBG 200* (Baujahr 2019, Firma Haas, Neuler) in den drei Schlachtgruppen (Bio, SHV, WS) ermittelt. Die angegebene Zeit für das BP des Haas-Betäubungsgerätes bezieht sich auf die Gesamtdurchströmungszeit. Die Kopf-Durchströmungszeit lag jeweils bei 4 s und die Spannung zwischen 250 V und 300 V. Die Stromstärke betrug für BP-2  $\geq 1,3$  A für die Kopf-Durchströmung und  $\geq 0,8$  A für die Kopf-Herz-Durchströmung (s. Tab. 14). Insgesamt mussten von den 80 Bio-Schweinen 11,25 % ( $n = 9$ ) nachbetäubt werden, weil die Betäubungseffektivität nicht ausreichte. In der SHV-Schlachtgruppe betraf dies 8,08 % ( $n = 27$  von  $n = 334$ ) der Tiere und in der WS-Gruppe 3,48 % ( $n = 15$  von  $n = 431$ ) der Tiere (s. Tab. 15).



**Tab. 14:** Stromparameter der Vorversuche mit dem Betäubungsgerät *TBG 200* (Baujahr 2019, Firma Haas, Neuler)

Versuch	BP	SF	EF	Dauer
2.1	2	400 Hz	60 Hz	6,0 s
2.2	2	400 Hz	100 Hz	6,0 s
2.3	2	400 Hz	60 Hz	8,0 s
2.4	2	400 Hz	100 Hz	8,0 s
2.5	2	400 Hz	60 Hz	10,0 s

BP = Betäubungsprogramm, SF = Startfrequenz, EF = Endfrequenz, Hz = Hertz, s = Sekunden

**Tab. 15:** Nachbetäubungsraten in den Vorversuchen mit dem Betäubungsgerät *TBG 200* (Baujahr 2019, Firma Haas, Neuler)

Versuch	Anzahl Schweine gesamt	Anzahl nachbetäubter Schweine	NBR in %
2.1	638	33	5,2
2.2	38	3	7,9
2.3	29	5	17,2
2.4	96	4	4,2
2.5	44	6	13,6

NBR = Nachbetäubungsrate

#### 4.1.2 Tiere

Die in den Hauptuntersuchungen erfassten 12028 Schweine der Schlachtgruppen Bio, SHV, WS (s. Tab. 16) stammten aus 121 Herkunftsbetrieben.

**Tab. 16:** Verteilung der Schweine nach Schlachtgruppen auf die Herkunftsbetriebe

Schlachtgruppe	Anzahl Betriebe	Prozentsatz
Nur Bio	29	23,97 %
Nur SHV	45	37,19 %
Nur WS	25	20,66 %
SHV + WS	20	16,53 %
Bio + SHV	1	0,83 %
Bio + WS	1	0,83 %
<b>Gesamt</b>	<b>121</b>	<b>100 %</b>

Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine

Tabelle 17 zeigt die Aufteilung der drei Schlachtgruppen Bio, SHV und WS auf das BP-A und das BP-B. Die differenzierte Unterteilung der Schlachtgruppen auf die BP-1–7 stellt Tabelle 18 dar. Mit den BP-4 und -5 wurden aufgrund der Arbeitsabläufe im Schlachtbetrieb ausschließlich WS-Schweine und mit dem BP-6 ausschließlich Bio-Schweine untersucht.

**Tab. 17:** Verteilung der Schlachtgruppen auf die Betäubungsprogramme A/B

Schlachtgruppe	BP	Anzahl Schweine	Prozentsatz
Bio	A	871	46,21 %
	B	1014	53,79 %
	Gesamt	1885	100 %
SHV	A	3887	79,62 %
	B	995	20,38 %
	Gesamt	4882	100 %
WS	A	4224	80,29 %
	B	1037	19,71 %
	Gesamt	5261	100 %

BP = Betäubungsprogramm, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine,  
 SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
 (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine

**Tab. 18:** Verteilung der untersuchten Schweine nach Schlachtgruppen auf die Betäubungsprogramme 1–7

<b>BP</b>	<b>Bio</b>	<b>SHV</b>	<b>WS</b>	<b>Gesamt</b>
1	152 4,20 %	1677 46,38 %	1787 49,42 %	3616 30,06 %
2	719 13,18 %	2210 40,51 %	2527 46,32 %	5456 45,36 %
3	768 59,35 %	409 31,61 %	117 9,04 %	1294 10,76 %
4	0 0,00 %	0 0,00 %	295 100 %	295 2,45 %
5	0 0,00 %	0 0,00 %	80 100 %	80 0,67 %
6	246 100 %	0 0,00 %	0 0,00 %	246 2,05 %
7	0 0,00 %	586 56,29 %	455 43,71 %	1041 8,65 %
<b>Gesamt</b>	1885 15,67 %	4882 40,59 %	5261 43,74 %	12028 100 %

BP = Betäubungsprogramm, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine,  
 SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
 (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine

## Ergebnisse

Für 92,24 % (n = 11095) der untersuchten Schweine lagen Informationen zu ihrem genetischen Hintergrund vor (s. Tab. 19).

**Tab. 19:** Verteilung der genetischen Linien auf die Schlachtgruppen Bio, SHV, WS

SG	BW- Hybrid x Pi	DL x Pi	LW x DL x Pi	PIC x Pi	SH x Pi	SH x SH	Gesamt
Bio	0 0,00 %	298 17,10 %	202 11,59 %	870 49,91 %	367 21,06 %	6 0,34 %	1743 15,71 %
SHV	0 0,00 %	0 0,00 %	0 0,00 %	0 0,00 %	4508 93,14 %	332 6,86 %	4840 43,62 %
WS	1861 41,25 %	1005 22,27 %	0 0,00 %	1646 36,48 %	0 0,00 %	0 0,00 %	4512 40,67 %
<b>Gesamt</b>	1861 16,77 %	1303 11,74 %	202 1,82 %	2516 22,68 %	4875 43,94 %	338 3,05 %	11095 100 %

SG = Schlachtgruppe, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein

Die Aufteilung der Schweine nach den genetischen Linien auf die BP-A/B ist in Tabelle 20 dargestellt. Tabelle 21 zeigt die Verteilung der genetischen Linien auf die BP-1–7.

**Tab. 20:** Verteilung der untersuchten Schweine nach genetischen Linien in den Betäubungsprogrammen A/B

<b>genetische Linie</b>	<b>BP</b>	<b>Anzahl Schweine</b>	<b>Prozentsatz</b>
BW-Hybrid x Pi	A	1601	86,03 %
	B	260	13,97 %
	Gesamt	1861	100 %
DL x Pi	A	808	62,01 %
	B	495	37,99 %
	Gesamt	1303	100 %
LW x DL x Pi	A	34	16,83 %
	B	168	83,17 %
	Gesamt	202	100 %
PIC x Pi	A	1851	73,57 %
	B	665	26,43 %
	Gesamt	2516	100 %
SH x Pi	A	3842	78,81 %
	B	1033	21,19 %
	Gesamt	4875	100 %
SH x SH	A	144	42,60 %
	B	194	57,40 %
	Gesamt	338	100 %

BP = Betäubungsprogramm, BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein

## Ergebnisse

**Tab. 21:** Verteilung der untersuchten Schweine nach genetischen Linien in den Betäubungsprogrammen 1–7

BP	BW-Hybrid x Pi	DL x Pi	LW x DL x Pi	PIC x Pi	SH x Pi	SH x SH	Gesamt
1	594 5,35 %	292 2,63 %	0 0,00 %	556 5,01 %	1616 14,57 %	78 0,70 %	3136 28,26 %
2	1007 9,08 %	519 4,68 %	34 0,31 %	1382 12,46 %	2226 20,06 %	66 0,59 %	5234 47,17 %
3	74 0,67 %	114 1,03 %	168 1,51 %	211 1,90 %	560 5,05 %	54 0,49 %	1181 10,64 %
4	51 0,46 %	115 1,04 %	0 0,00 %	84 0,75 %	0 0,00 %	0 0,00 %	250 2,22 %
5	0 0,00 %	0 0,00 %	0 0,00 %	80 0,72 %	0 0,00 %	0 0,00 %	80 0,72 %
6	0 0,00 %	79 0,71 %	0 0,00 %	106 0,96 %	40 0,36 %	0 0,00 %	225 2,03 %
7	135 1,22 %	184 1,66 %	0 0,00 %	97 0,87 %	433 3,90 %	140 1,26 %	989 8,92 %
<b>Gesamt</b>	1861 16,77 %	1303 11,74 %	202 1,82 %	2516 22,68 %	4875 43,94 %	338 3,05 %	11095 100 %

BP = Betäubungsprogramm, BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein

#### 4.1.3 Ansatzposition der Betäubungszange

Beim BP-A mussten 3,13 % (n = 53) der Schweine, bei denen die Betäubungszange hinter den Ohren angesetzt wurde, nachbetäubt werden (s. Tab. 22). Bei den Tieren, bei denen die Betäubungszange an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund positioniert wurde, betrug der Anteil 1,97 % (n = 135). Auch beim BP-B mussten mehr Schweine nachbetäubt werden, wenn die Betäubungszange hinter den Ohren angesetzt wurde als bei den beiden anderen Positionen (7,33 % (n = 138) vs. 5,22 % (n = 55)). Für 529 Schweine wurde die Ansatzposition der Betäubungszange nicht dokumentiert.

**Tab. 22:** Verteilung der Ansatzpositionen der Betäubungszange nach Betäubungseffektivität für die Betäubungsprogramme A/B

	BP	Schläfen + zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund	hinter den Ohren
<b>Betäubungseffektivität ausreichend oder fraglich</b>	A	6734 98,03 %	1641 96,87 %
	B	998 94,78 %	1745 92,67 %
<b>Betäubungseffektivität nicht ausreichend (Nachbetäubung)</b>	A	135 1,97 %	53 3,13 %
	B	55 5,22 %	138 7,33 %
<b>Gesamt</b>	A	6869 100 %	1694 100 %
	B	1053 100 %	1883 100 %

BP = Betäubungsprogramm



#### 4.1.4 Entblutung

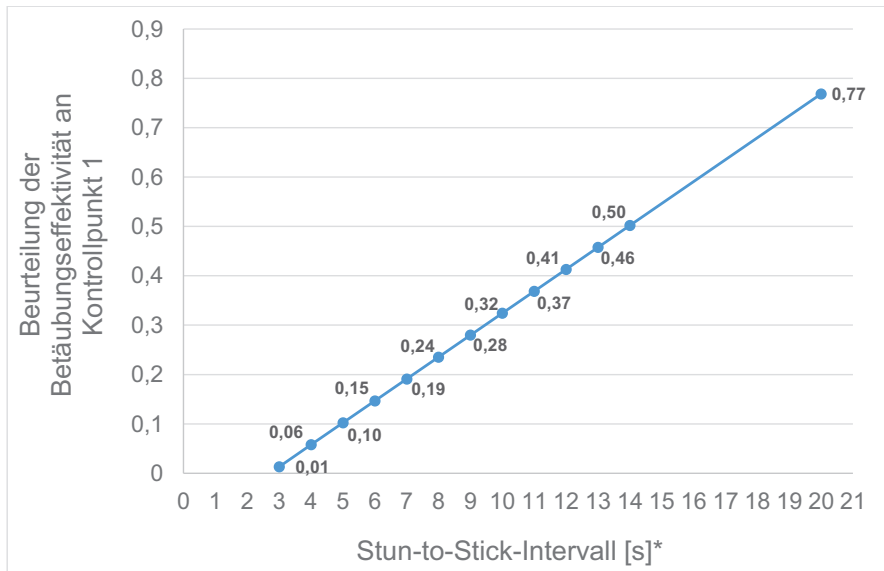
Bei 26,25 % (n = 3157) der Schweine wurde nach Setzen des Entblutestiches mit einem Stechmesser zusätzlich ein Hohlstechmesser zur Lebensmittelblutgewinnung in die Stichwunde eingestochen. Bei 73,75 % (n = 8871) der Tiere erfolgte der Blutentzug ausschließlich durch ein Stechmesser. Das StS-Intervall wurde bei 60,78 % (n = 7311) der 12028 Schweine in die Kategorien 1–5 s und 6–10 s eingeteilt. Bei 99,97 % (n = 7309) der Schweine betrug das StS-Intervall 1–5 s und bei 0,03 % (n = 2) 6–10 s. Bei 38,89 % (n = 4678) der 12028 Schweine wurde im Anschluss an die Schlachtung über Videoaufzeichnungen das exakte StS-Intervall gemessen. Für 0,32 % (n = 39) der untersuchten Tiere wurde das StS-Intervall nicht erfasst. Tabelle 23 zeigt die Verteilung der StS-Intervalle in den BP-A/B.

**Tab. 23:** Stun-to-Stick-Intervall in Sekunden für die Betäubungsprogramme A/B

StS-Intervall [s]	BP-A Anzahl Schweine	BP-B Anzahl Schweine
3	1	1
4	135	184
5	687	702
6	569	1231
7	187	598
8	64	167
9	19	69
10	7	32
11	1	15
12		2
13		4
14		2
20		1
Gesamt	1670	3008

StS-Intervall = Stun-to-Stick-Intervall, BP = Betäubungsprogramm, s = Sekunden

Für 38,89 % (n = 4678) der 12028 Schweine wurde mit Hilfe der Kameraaufzeichnungen das exakte StS-Intervall am Kontrollpunkt 1 ermittelt. An diesem Teildatensatz wurde mit Modell [1] untersucht, welchen Einfluss das StS-Intervall auf die Betäubungseffektivität hatte. Die Ergebnisse des globalen F-Tests (Typ III Test) für Modell [1] belegen einen höchstsignifikanten ( $p < 0,0001$ ) Effekt der Länge des StS-Intervalls auf die Betäubungseffektivität direkt nach Auswurf der Schweine aus der Betäubungsfalle. Die Betäubungseffektivität eines Schweines am Kontrollpunkt 1 wurde mit zunehmendem StS-Intervall häufiger als fraglich oder nicht ausreichend beurteilt (s. Abb. 13). Weiter zeigte die Schlachtgruppe einen hochsignifikanten Effekt auf die Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 1 ( $p = 0,0004$ ); die Effekte des Ansatzes der Betäubungszange ( $p = 0,0138$ ), des Schlachtgewichtes ( $p = 0,0032$ ) und der verwendeten BP (A vs. B;  $p = 0,0448$ ) waren signifikant. Der Effekt des Anlieferungszeitraumes der Tiere erwies sich als nicht signifikant ( $p = 0,2821$ ).

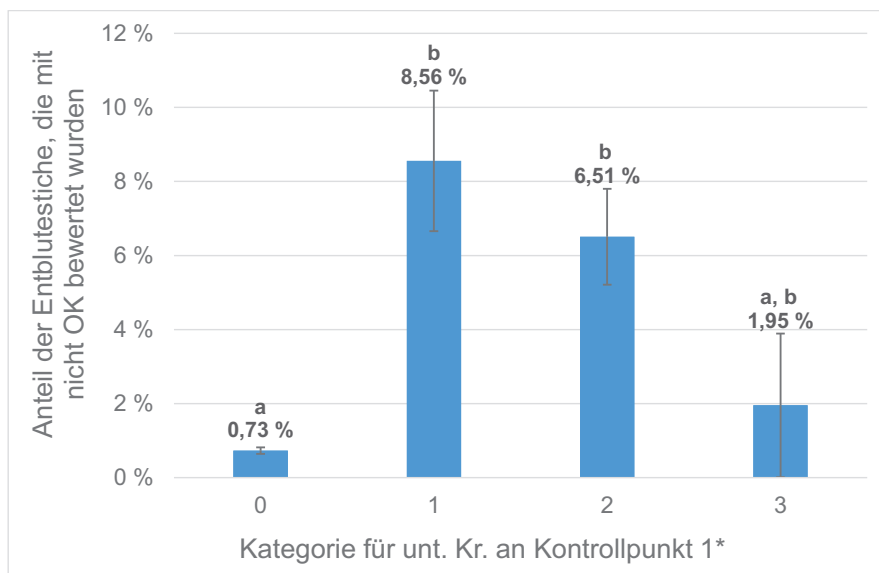


**Abb. 13:** Einfluss des Stun-to-Stick-Intervalls auf die Bewertung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 1

Beurteilung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 1: 0 = ausreichend, 1 = fraglich, 2 = nicht ausreichend (Nachbetäubung), StS-Intervall = Stun-to-stick-Intervall, s = Sekunden,

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [1] mit Schlachtgruppe und Betäubungsprogramm A/B als fixe Effekte verwendet

Nach den beschriebenen Kriterien zur Bewertung des Entblutestiches (s. Kap. 3.8) wurde bei 98,91 % (n = 11897) der 12028 Schweine der Entblutestich mit *OK* bewertet, und bei den übrigen 1,09 % (n = 131) der Tiere aufgrund der Stichgröße und bzw. oder -position mit *nicht OK*. Die Einflussfaktoren auf die Effektivität der Entblutung eines Schweines wurden mit Modell [2] untersucht. Der globale F-Test (Typ III Test) ergab einen höchstsignifikanten Effekt des Auftretens untypischen Krampfverhaltens zum Zeitpunkt des Entblutestiches ( $p < 0,0001$ ) auf die Effektivität des Entblutestiches. Dagegen beeinflussten die Schlachtgruppe ( $p = 0,2308$ ), die BP (A vs. B) ( $p = 0,6567$ ) und der Ansatz der Betäubungszange ( $p = 0,1768$ ) die Einstufung des Entblutestiches als *OK* oder *nicht OK* nicht. Eine zusätzliche separate Analyse des Einflusses des Personals auf den Entblutestich zeigte keine Signifikanz ( $p = 0,9980$ ). Der Entblutestich bei Schweinen ohne untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle wurde höchstsignifikant seltener ( $p < 0,0001$ ) mit *nicht OK* bewertet als bei Schweinen mit untypischem Krampfverhalten der Kategorie 1 oder 2 (s. Abb. 14). Bei einer Differenzierung des Musters des untypischen Krampfverhaltens zeigte sich, dass bei Schweinen mit einer Dorsalflexion (Kategorie 1) der Entblutestich am häufigsten mit *nicht OK* bewertet wurde, gefolgt von Schweinen mit einer untypisch lang anhaltenden tonischen Phase (Kategorie 2) und von Schweinen ohne Verkrampfung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle bzw. einer untypisch stark ausgeprägten klonischen Phase (Kategorie 3). Dabei unterschieden sich die Schweine ohne untypisches Krampfverhalten und mit einem mit *nicht OK* bewerteten Entblutestich höchstsignifikant von Schweinen mit untypischem Krampfverhalten der Kategorie 1 und 2 ( $p < 0,0001$ ), nicht aber von Schweinen mit untypischem Krampfverhalten der Kategorie 3 ( $p = 0,3317$ ). Untereinander unterschieden sich die Schweine mit untypischem Krampfverhalten der Kategorie 1, 2 oder 3 und mit als *nicht OK* bewerteten Entblutestichen nicht (Kategorie 1 vs. 2 ( $p = 0,3530$ ), Kategorie 1 vs. 3 ( $p = 0,1372$ ), Kategorie 2 vs. 3 ( $p = 0,2267$ )).



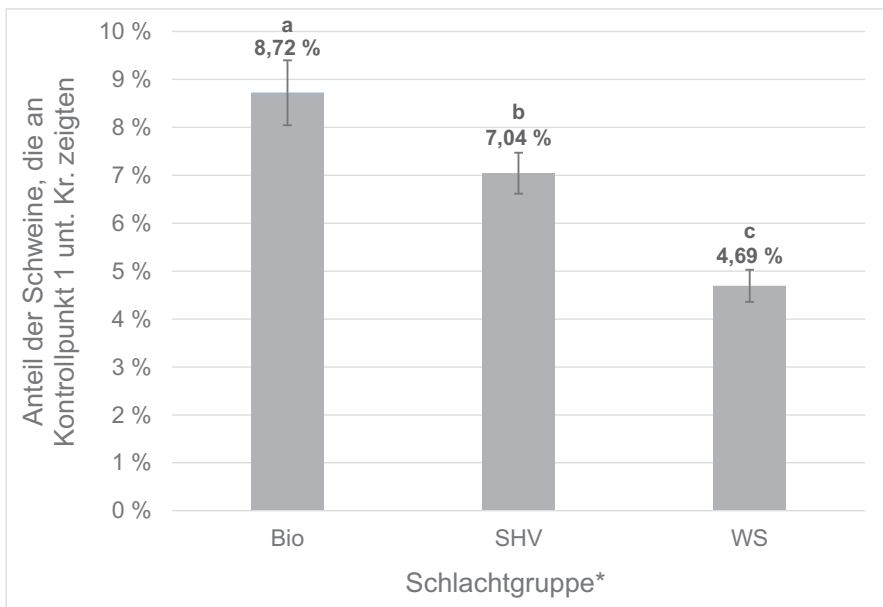
**Abb. 14:** Anteil der aufgrund von untypischem Krampfverhalten mit *nicht OK* bewerteten Entblutestiche (in %) an Kontrollpunkt 1

Unt. Kr. = untypisches Krampfverhalten, 0 = kein unt. Kr. 1 = Dorsalflexion, 2 = lang anhaltende tonische Phase, 3 = keine Verkrampfung nach Auswurf oder untypisch stark ausgeprägte klonische Phase, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [2] mit Schlachtgruppe und Betäubungsprogramm A/B als fixe Effekte verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

#### 4.1.5 Untypisches Krampfverhalten

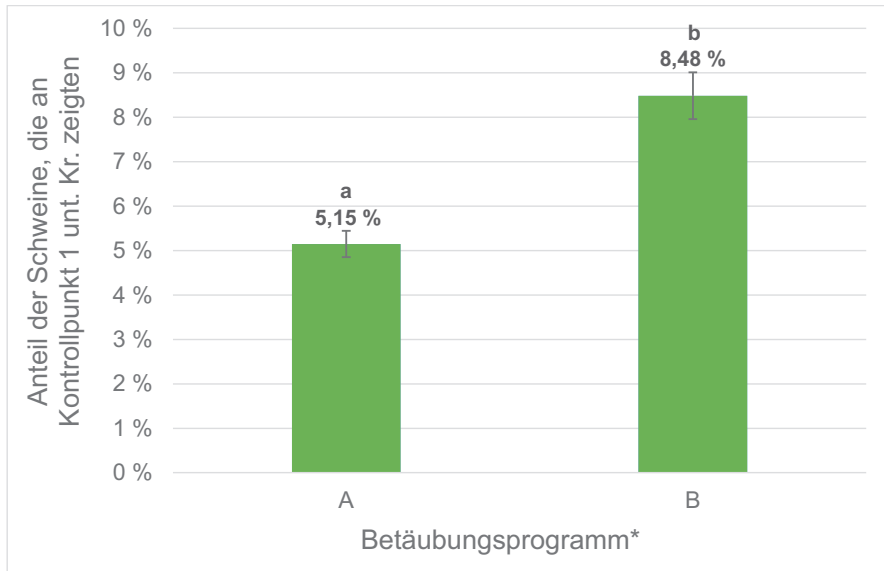
Da das untypische Krampfverhalten sowohl das StS-Intervall als auch die Effektivität des Entblutestiches beeinflusste, wurde mit Modell [3] untersucht, welche Faktoren mit dem Auftreten von untypischem Krampfverhalten bei den Schweinen nach Auswurf aus der Betäubungsfalle assoziiert waren. Die Schlachtgruppe und das eingesetzte BP (A vs. B) zeigten einen höchstsignifikanten Effekt ( $p < 0,0001$ ). Auch die Ansatzposition der Betäubungszange beeinflusste das Auftreten untypischen Krampfverhaltens signifikant ( $p = 0,0036$ ). Der Zeitraum der Anlieferung wies dagegen keinen signifikanten Einfluss auf ( $p = 0,4538$ ). Bio-Schweine zeigten signifikant häufiger untypisches Krampfverhalten als SHV-Schweine (8,72 % vs. 7,04 %,  $p = 0,0332$ ). Mit 4,69 % wiesen WS-Schweine höchstsignifikant seltener ( $p < 0,0001$ ) untypisches Krampfverhalten auf, als die beiden anderen Gruppen (s. Abb. 15).

Schweine, die mit dem BP-B betäubt wurden, zeigten höchstsignifikant häufiger untypisches Krampfverhalten im Anschluss an die Betäubung als Schweine, die mit dem BP-A betäubt wurden (8,48 % vs. 5,15 %,  $p < 0,0001$ ; s. Abb. 16). Bei Schweinen, bei denen die Betäubungszange hinter den Ohren angesetzt wurde, wurde signifikant häufiger untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle beobachtet als bei Schweinen, bei denen die Betäubungszange an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund angesetzt wurde (7,51 % vs. 5,84 %,  $p = 0,0036$ ; s. Abb. 17). Bei der Differenzierung des Auftretens von untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach den BP-1–7 fiel auf, dass beim BP-1 und -2 weniger häufig untypisches Krampfverhalten auftrat als beim BP-3, -4, -6 und -7. Beim BP-5 kam untypisches Krampfverhalten nicht vor (s. Abb. 18).



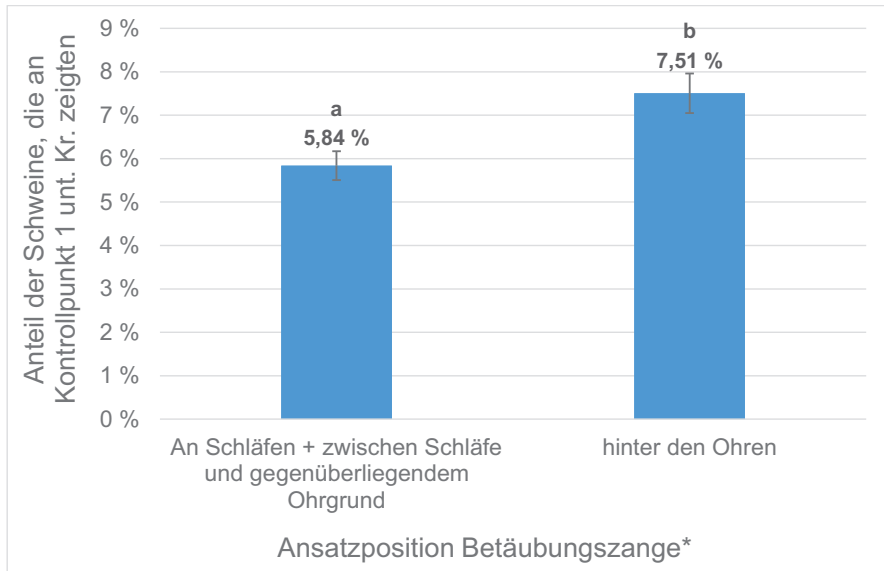
**Abb. 15:** Anteil der Schweine mit untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Schlachtgruppen

Unt. Kr. = untypisches Krampfverhalten, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [3] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–c) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



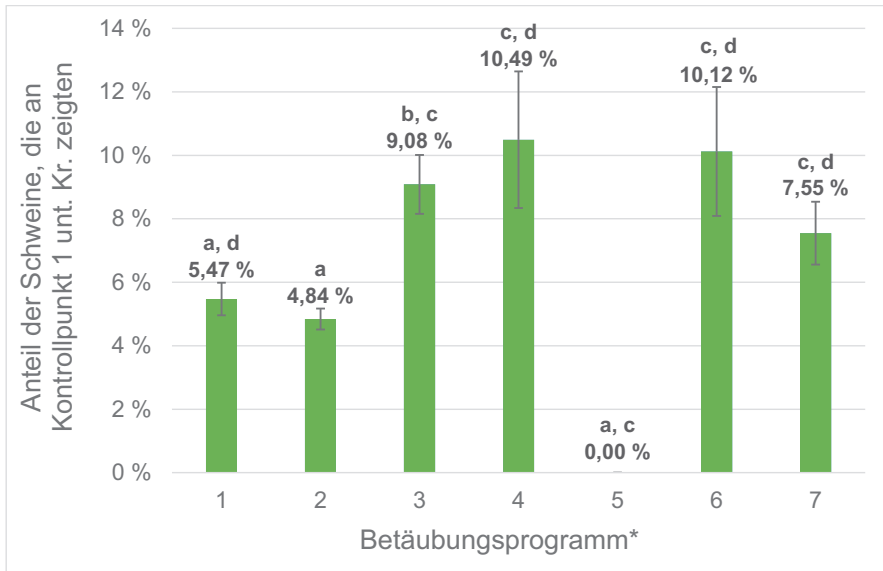
**Abb. 16:** Anteil der Schweine mit untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Betäubungsprogrammen A/B

Unt. Kr. = untypisches Krampfverhalten, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [3] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 17:** Anteil der Schweine mit untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Ansatzpositionen der Betäubungszange

Unt. Kr. = untypisches Krampfverhalten, für 110 Schweine fehlte die Ansatzposition der Betäubungszange, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [3] mit Schlachtgruppe und Betäubungsprogramm A/B als fixe Effekte verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 18:** Anteil der Schweine mit untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Betäubungsprogrammen 1–7

Unt. Kr. = untypisches Krampfverhalten, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [3] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–d) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

#### 4.1.6 Betäubungseffektivität

Tabelle 24 zeigt die Rohmittelwerte der Betäubungseffektivität an den verschiedenen Kontrollpunkten. Die einzelnen Symptome, die an den drei Kontrollpunkten bei den untersuchten Schweinen festgestellt wurden, werden im Anhang in den Tabellen 30–77 dargestellt.



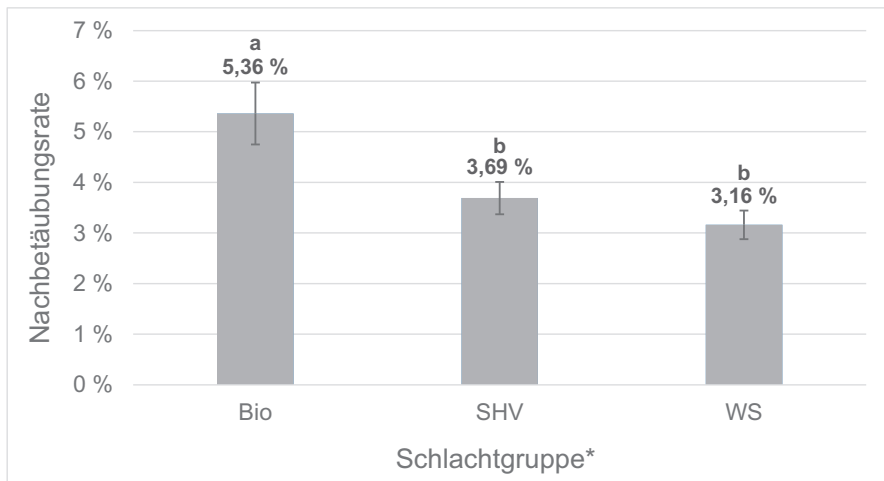
**Tab. 24:** Mittelwerte für die Betäubungseffektivität

Kontrollpunkt	Betäubungs- effektivität	Anzahl Schweine	Prozentsatz
1	ausreichend	11152	92,72 %
	fraglich	468	3,89 %
	nicht ausreichend (NB)	408	3,39 %
	Gesamt	12028	100 %
2	ausreichend	11961	99,44 %
	fraglich	30	0,25 %
	nicht ausreichend (NB)	37	0,31 %
	Gesamt	12028	100 %
3	ausreichend	12004	99,80 %
	nicht ausreichend (NB)	24	0,20 %
	Gesamt	12028	100 %

NB = Nachbetäubung

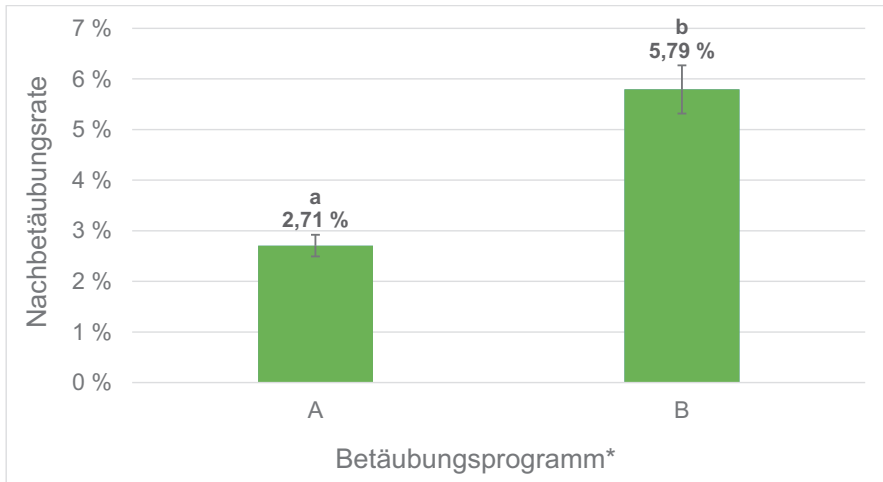
Mit Modell [4] wurden die Einflussgrößen auf die Betäubungseffektivität untersucht. Das BP (A vs. B) zeigte einen höchstsignifikanten Einfluss ( $p < 0,0001$ ) auf die Betäubungseffektivität. Weitere Einflussfaktoren waren die Ansatzposition der Betäubungszange ( $p = 0,0001$ ) und die Schlachtgruppe ( $p = 0,0021$ ). Keinen Effekt auf die Betäubungseffektivität zeigten dagegen der Anlieferungszeitraum der Schweine ( $p = 0,2452$ ) und die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb ( $p = 0,2480$ ). Wurden die BP-A/B im Modell durch die BP-1–7 ersetzt, hatten im Ergebnis die BP-1–7 nach wie vor einen höchstsignifikanten ( $p < 0,0001$ ) Einfluss auf die Betäubungseffektivität. Weitere Einflussfaktoren waren die Schlachtgruppe ( $p = 0,0001$ ) und die Ansatzposition der Betäubungszange ( $p = 0,0080$ ). Der Anlieferungszeitraum beeinflusste dagegen die Betäubungseffektivität nicht signifikant ( $p = 0,1312$ ). Weitere mögliche Einflussfaktoren wie das Personal beim Betäuben ( $p = 0,5966$ ), der MFA ( $p = 0,9278$ ) und das Schlachtgewicht der Schweine sowie die Entblutung mittels Hohlstechmesser ( $p = 0,8154$ ) wiesen in Modell [4] keine signifikanten Effekte auf und verschlechterten den AIC-Wert. Daher wurden diese Faktoren im finalen Modell [4] nicht berücksichtigt. Bio-Schweine zeigten mit einem

Anteil von 5,36 % verglichen mit WS-Schweinen (3,16 %) eine hochsignifikant ( $p = 0,0005$ ) und verglichen mit SHV-Schweinen (3,69 %) eine signifikant ( $p = 0,0089$ ) höhere Nachbetäubungsrate (s. Abb. 19). Dagegen unterschieden sich die Nachbetäubungsraten der SHV- und WS-Schweine nicht signifikant ( $p = 0,2121$ ). Bezogen auf alle Schlachtgruppen lag die Nachbetäubungsrate mit 5,79 % höchstsignifikant höher, wenn Schweine mit dem BP-B anstelle mit dem BP-A betäubt wurden (5,79 % vs. 2,71 %,  $p < 0,0001$ ; s. Abb. 20). Zudem lag die Nachbetäubungsrate bei einer Ansatzposition der Betäubungszange hinter den Ohren anstelle an den Schläfen bzw. zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund hochsignifikant höher (4,95 % vs. 3,18 %,  $p = 0,0001$ ; s. Abb. 21). In Modell [4] mit der Schlachtgruppe als fixer Effekt hatte die Entfernung der Herkunftsbetriebe keinen signifikanten Einfluss auf die Nachbetäubungsrate ( $p = 0,2480$ ). Tendenziell stiegen aber mit zunehmender Entfernung der Herkunftsbetriebe zum Schlachtbetrieb die Nachbetäubungsraten an. BP-1 und BP-2 mit 1 s Kopf-Durchströmungszeit und die BP 3–7 mit  $\geq 4$  s Kopf-Durchströmungszeit wiesen in Bezug auf die Nachbetäubungsraten keine signifikanten Unterschiede auf (s. Abb. 22).



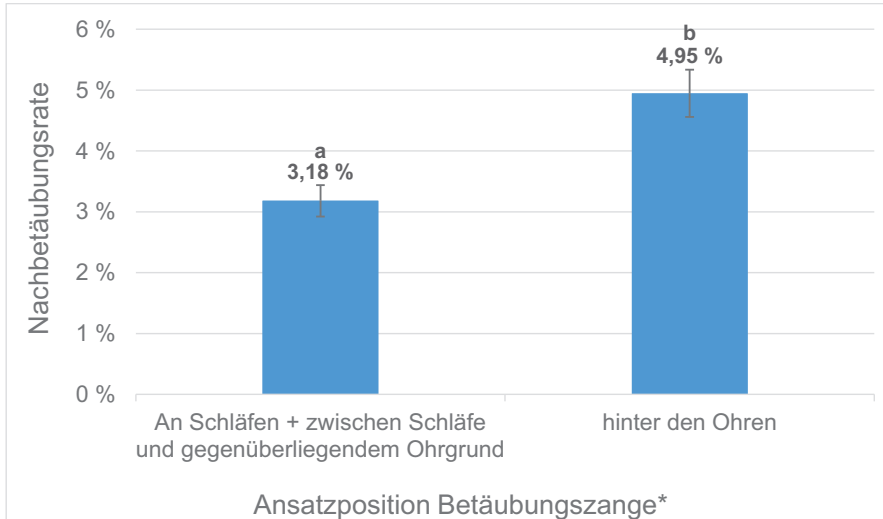
**Abb. 19:** Nachbetäubungsrate nach Schlachtgruppen

Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



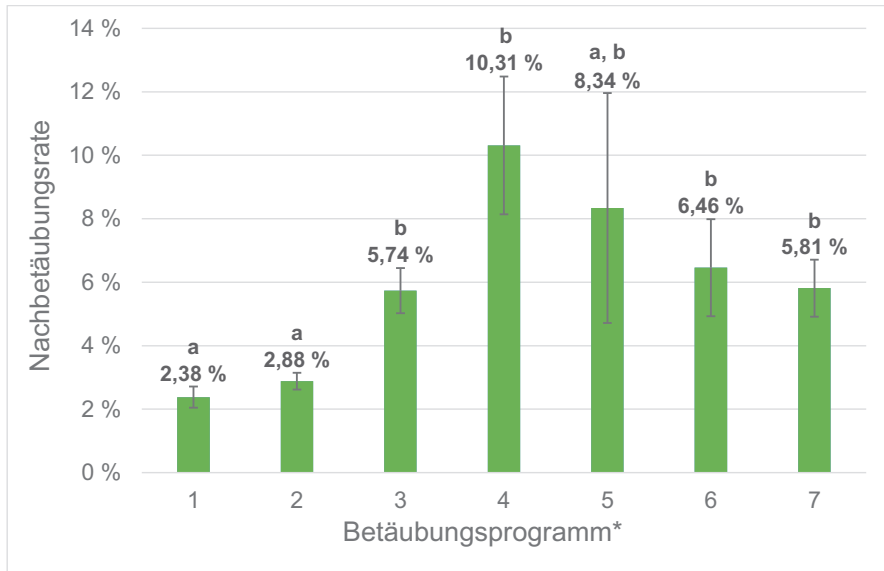
**Abb. 20:** Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen A/B

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 21:** Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungsange

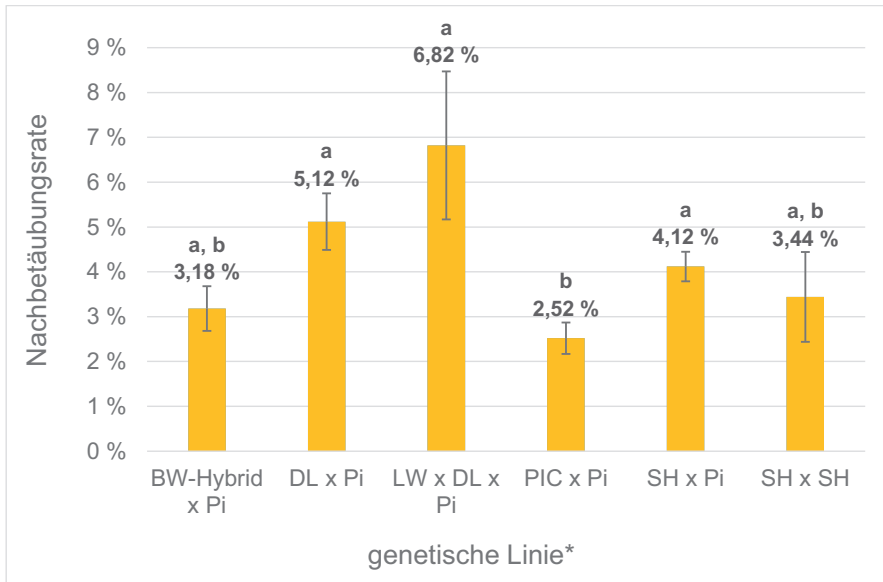
\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Schlachtgruppe und Betäubungsprogramm A/B als fixe Effekte verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 22:** Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen 1–7

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

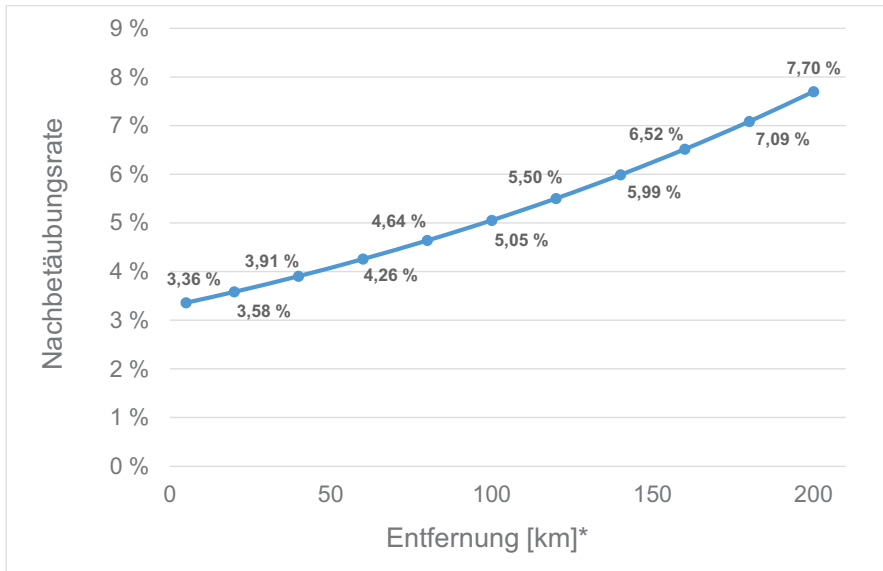
Wurde in Modell [4] die Schlachtgruppe als fixer Effekt durch die Genetik ersetzt, ergaben sich ähnliche Ergebnisse. Der Einfluss des BP-A/B war höchstsignifikant ( $p < 0,0001$ ). Weitere signifikante Effektoren waren die Ansatzposition der Betäubungszange ( $p = 0,0086$ ), der genetische Hintergrund der untersuchten Schweine ( $p = 0,0037$ ) und die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb ( $p = 0,0193$ ). Der Anlieferungszeitraum der Tiere beeinflusste dagegen die Nachbetäubungsrate nicht ( $p = 0,4376$ ). Die gleichen Unterschiede ergaben sich auch, wenn in Modell [4] mit der Genetik als fixer Effekt die BP-1–7 verglichen wurden: BP-1–7 ( $p < 0,0001$ ), Genetik ( $p = 0,0004$ ), Ansatzposition der Betäubungszange ( $p = 0,0149$ ) und Anlieferungszeitraum ( $p = 0,2985$ ). Abbildung 23 zeigt die Nachbetäubungsraten differenziert nach genetischen Linien der Schweine. Signifikante Unterschied zwischen den genetischen Linien BW-Hybrid x Pi, DL x Pi, LW x DL x Pi, SH x Pi und SH x SH fehlten. Die genetische Linie PIC x Pi unterschied sich aber signifikant von Schweinen der genetischen Linien DL x Pi, LW x DL x Pi und SH x Pi.



**Abb. 23:** Nachbetätigungsrate nach genetischen Linien

BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betätigungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

Abbildung 24 zeigt die Nachbetätigungsrate bei Bio-Schweinen in Abhängigkeit der Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb in Modell [4] mit der Genetik als fixer Effekt.

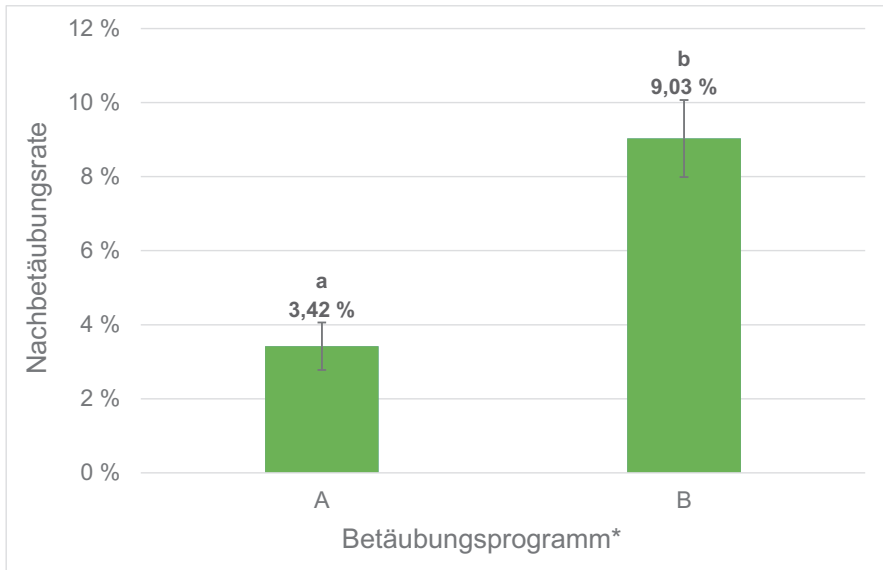


**Abb. 24:** Nachbetäubungsrate nach Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb für Bio-Schweine

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Genetik und Betäubungsprogramm A/B als fixe Effekte verwendet, Inklusion der Entfernung als Kovariable

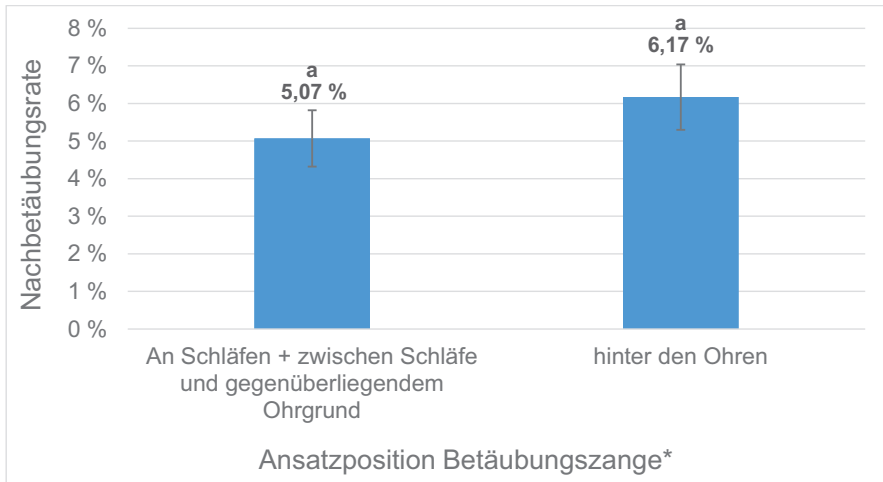
Die Einflussfaktoren für die Betäubungseffektivität wurden detaillierter untersucht, indem das Modell [4] separat für jede Schlachtgruppe (Bio, SHV, WS) getestet wurde. Der Grund für dieses Vorgehen war, dass Modell [4] u. a. aufgrund fehlender Klassenbesetzungen mit der Interaktion Schlachtgruppe / BP-1–7 nicht konvergierte. Im Anschluss an die Betäubung mit dem BP-B mussten höchstsignifikant mehr Bio-Schweine nachbetäubt werden als nach der Betäubung mit dem BP-A (9,03 % vs. 3,42 %,  $p < 0,0001$ ; s. Abb. 25). Auch der MFA zeigte in dieser Gruppe einen hochsignifikanten Effekt ( $p = 0,0002$ ). Die Nachbetäubungsrate der Bio-Schweine sank mit steigendem MFA (s. Abb. 28). Dagegen beeinflussten die Ansatzposition der Betäubungszange ( $p = 0,2957$ ; s. Abb. 26) und der Anlieferungszeitraum ( $p = 0,3523$ ) (s. Abb. 27) die Betäubungseffektivität in dieser Gruppe nicht. Wurden im Modell die BP-A/B durch die BP-1–7 ersetzt, zeigten die BP ebenfalls einen hochsignifikanten Effekt ( $p = 0,0001$ ) auf die Betäubungseffektivität. Auch der Einfluss des MFA blieb hochsignifikant ( $p = 0,0002$ ). Wiederum zeigten die Ansatzposition der Betäubungszange ( $p = 0,3542$ ) und der Anlieferungszeitraum ( $p = 0,3688$ ) keinen

signifikanten Effekt. Die Nachbetäubungsrate beim BP-2 unterschied sich bei den Bio-Schweinen signifikant von den Nachbetäubungsraten beim BP-3 ( $p = 0,0010$ ) und -6 ( $p = 0,0030$ ) nicht aber beim BP-1 ( $p = 1,0000$ ) (s. Abb. 29).



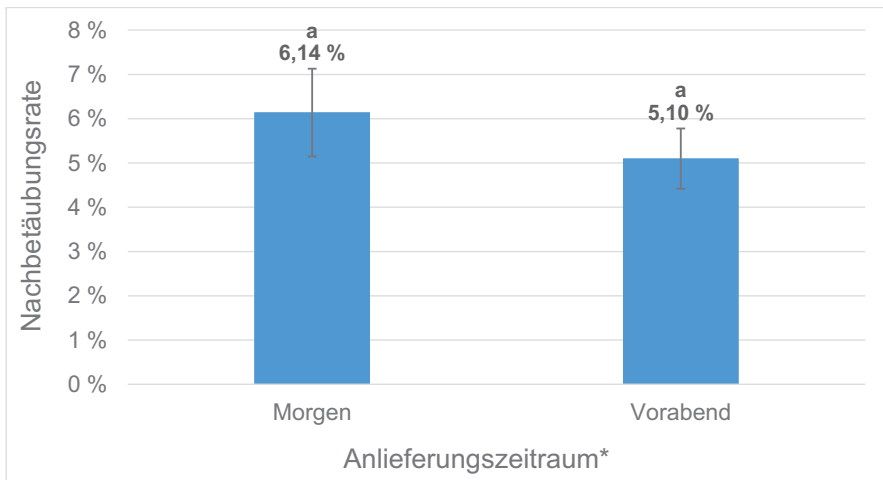
**Abb. 25:** Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen A/B in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 26:** Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszone in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine

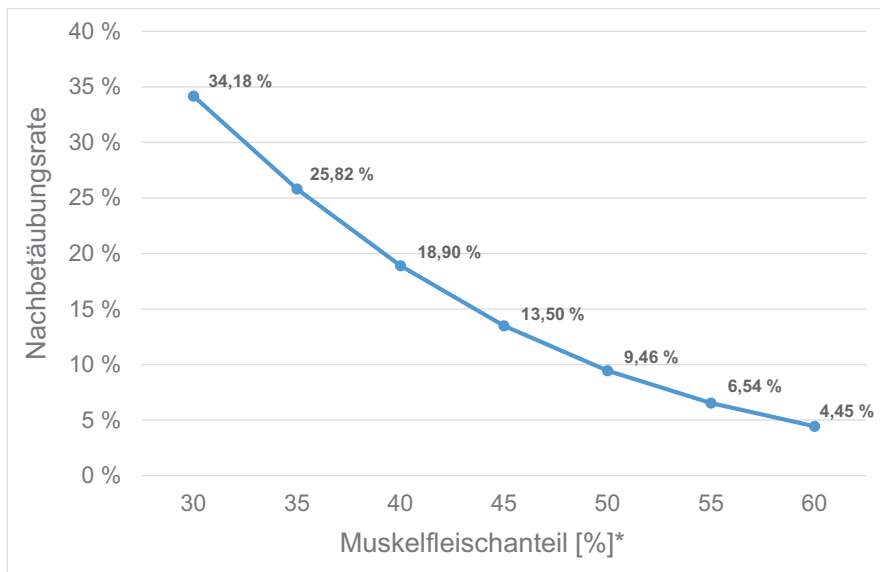
\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 27:** Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine

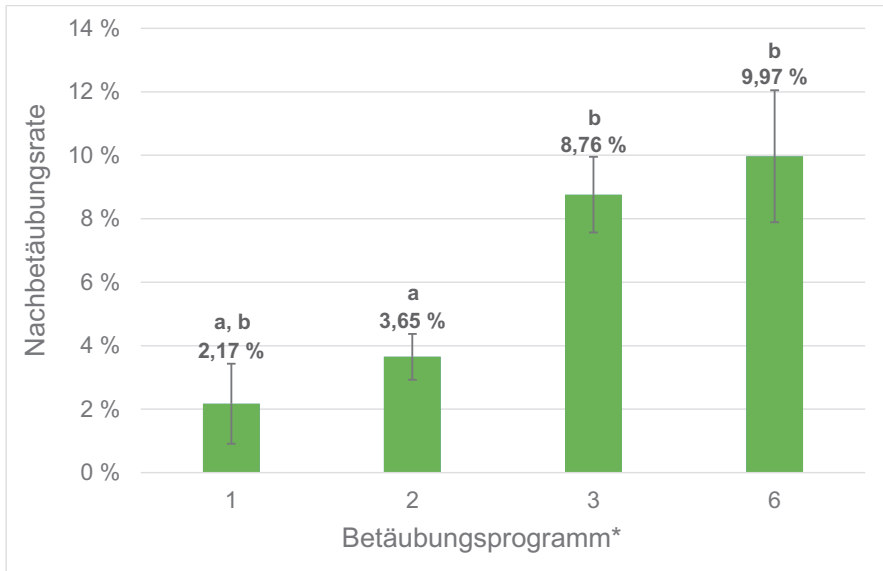
\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler





**Abb. 28:** Nachbetäubungsrate nach Muskelfleischanteil (in %) in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine

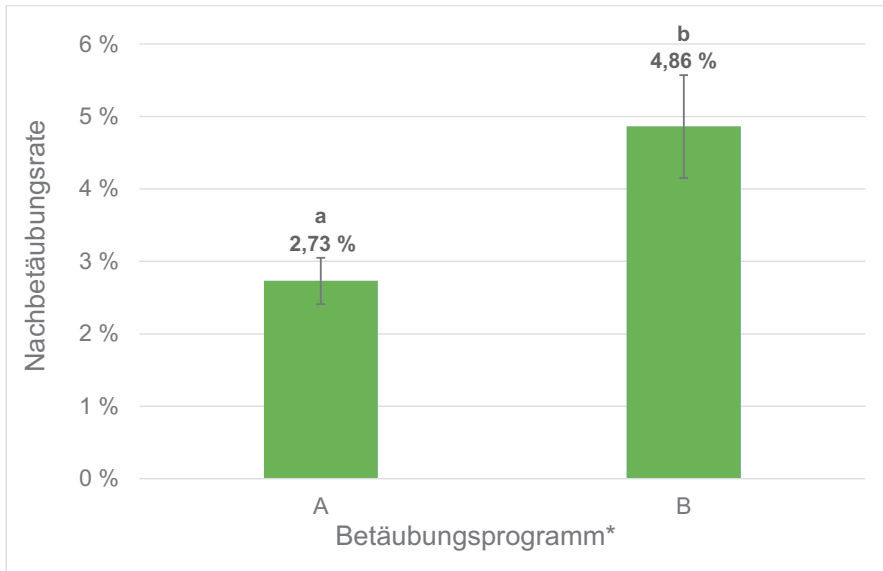
\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet



**Abb. 29:** Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen 1–7 in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine

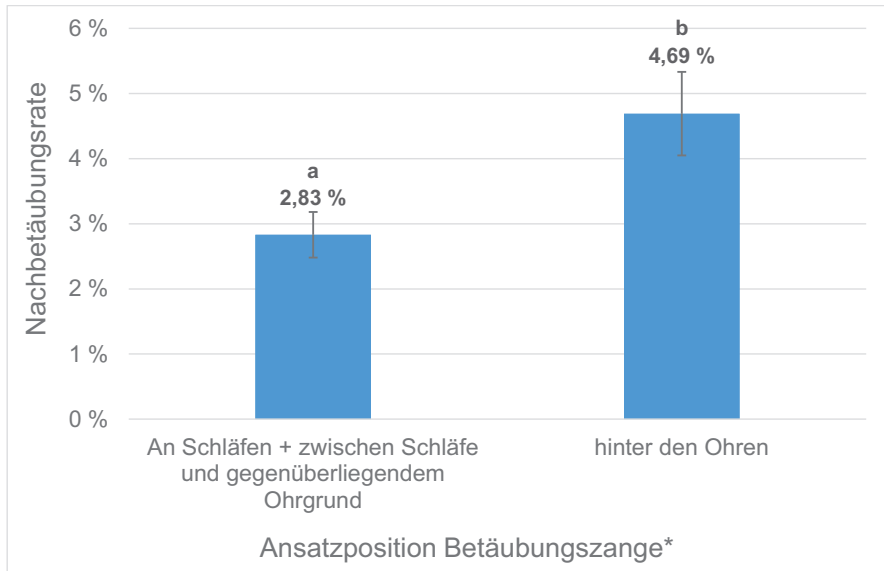
\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] verwendet; unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

In der Gruppe der SHV-Schweine hatten die Zugehörigkeit zu den BP-A/B ( $p = 0,0032$ ; s. Abb. 30) und die Ansatzposition der Betäubungszange ( $p = 0,0071$ ; s. Abb. 31) einen signifikanten Einfluss auf die Betäubungseffektivität bzw. Nachbetäubungsraten. Der Effekt des Anlieferungszeitraumes ( $p = 0,7340$ ; s. Abb. 32) und des MFA ( $p = 0,1989$ ; s. Abb. 33) war in dieser Schlachtgruppe nicht signifikant. Auch in dem Modell mit den BP-1–7 waren die Zugehörigkeit zu den BP ( $p = 0,0302$ ) und die Ansatzposition der Betäubungszange ( $0,0233$ ) signifikante Einflussfaktoren. Dagegen zeigten der Anlieferungszeitraum ( $p = 0,8869$ ) und der MFA ( $p = 0,2013$ ) keinen signifikanten Effekt. Zwischen den BP-1, -2, -3 und -7 gab es keine signifikanten Unterschiede in Bezug auf die Nachbetäubungsrate in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine (s. Abb. 34; BP-1 vs. BP-2 ( $p = 1,0000$ ), BP-1 vs. BP-3 ( $p = 0,7807$ ), BP-1 vs. BP-7 ( $p = 0,6873$ ), BP-2 vs. BP-3 ( $p = 0,2876$ ), BP-2 vs. BP-7 ( $p = 0,0911$ ), BP-3 vs. BP-7 ( $p = 1,0000$ )).



**Abb. 30:** Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen A/B in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine

SHV-Schweine = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



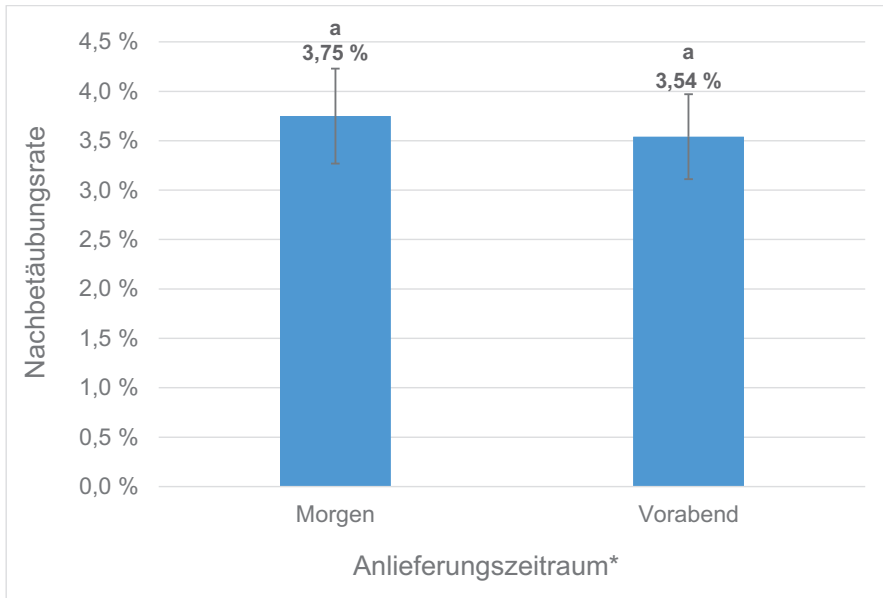
**Abb. 31:** Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine

SHV-Schweine = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine

(+ Veredelungskreuzungen), \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit

Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) =

signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 32:** Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine

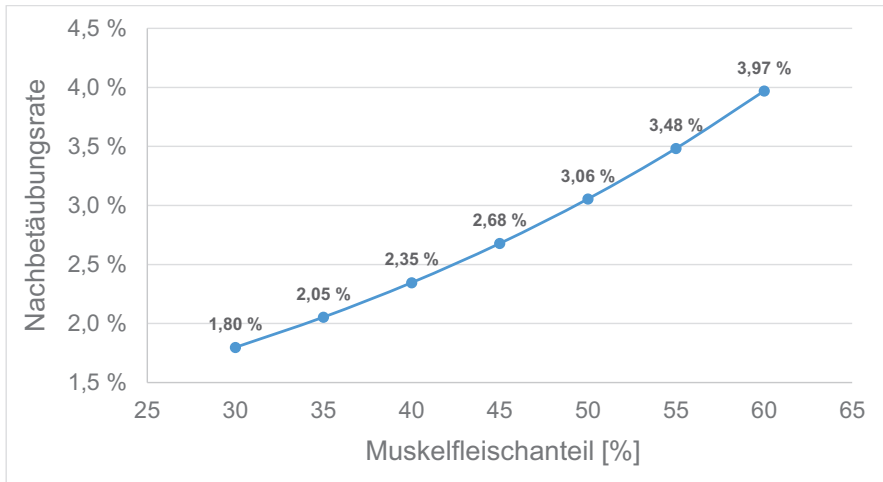
SHV-Schweine = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine

(+ Veredelungskreuzungen), \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit

Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, signifikante Unterschiede zwischen

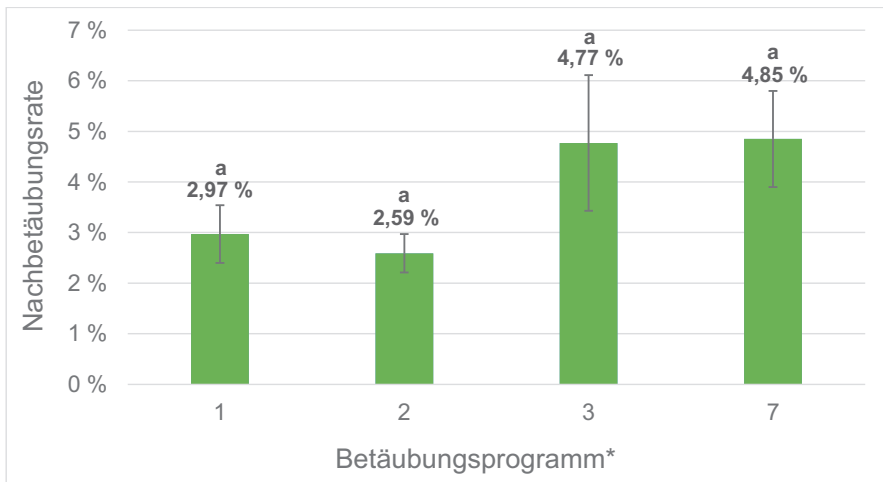
den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler

## Ergebnisse



**Abb. 33:** Nachbetäubungsrate nach Muskefleischanteil (in %) in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet



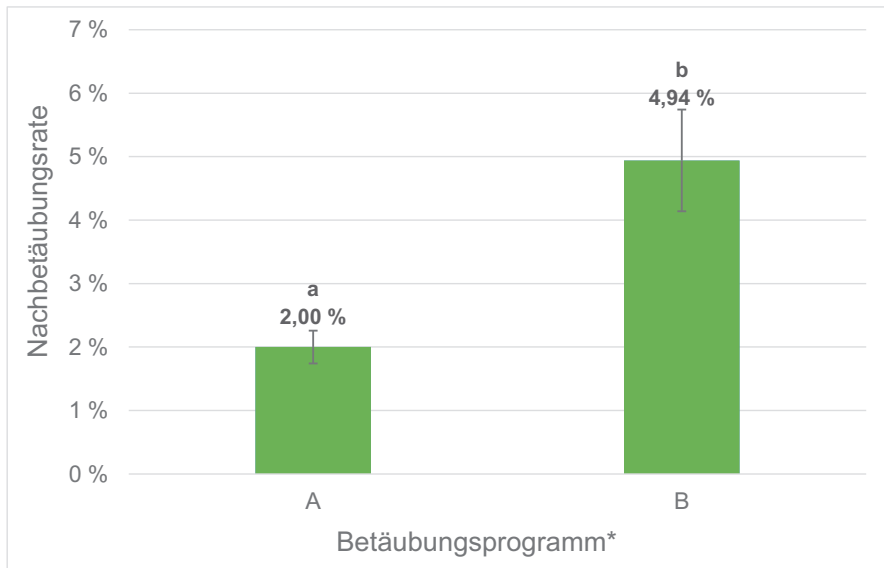
**Abb. 34:** Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen 1–7 in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine

SHV-Schweine = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine

(+ Veredelungskreuzungen), \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] verwendet,

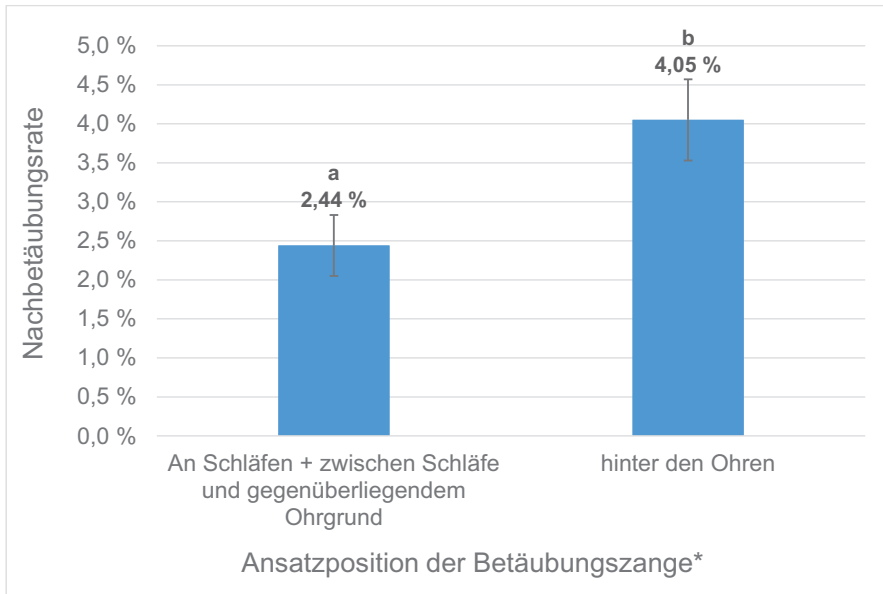
signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler

In der Schlachtgruppe der WS-Schweine hatte die Zugehörigkeit zu den BP-A/B einen höchstsignifikanten Einfluss (2,00 % vs. 4,94 %  $p < 0,0001$ ; s. Abb. 35) auf die Betäubungseffektivität bzw. Nachbetäubungsraten. Der Effekt der Ansatzposition der Betäubungszange war signifikant ( $p = 0,0226$ ; s. Abb. 36). Der Anlieferungszeitraum ( $p = 0,6430$ ; s. Abb. 37) sowie der MFA der WS-Schweine ( $p = 0,5503$ ; s. Abb. 38) zeigten dagegen keinen signifikanten Effekt auf die Nachbetäubungsraten. Auch in dem Modell mit den BP-1–7 zeigte die Zugehörigkeit zu den BP einen höchstsignifikanten Effekt ( $p < 0,0001$ ; s. Abb. 39) auf die Betäubungseffektivität. Die Effekte der Ansatzposition der Betäubungszange (signifikant,  $p = 0,3036$ ) und des Anlieferungszeitraums (nicht signifikant,  $p = 0,2038$ ) waren mit denen des Modells mit den BP-A/B vergleichbar.



**Abb. 35:** Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen A/B in der Schlachtgruppe der WS-Schweine

WS-Schweine = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

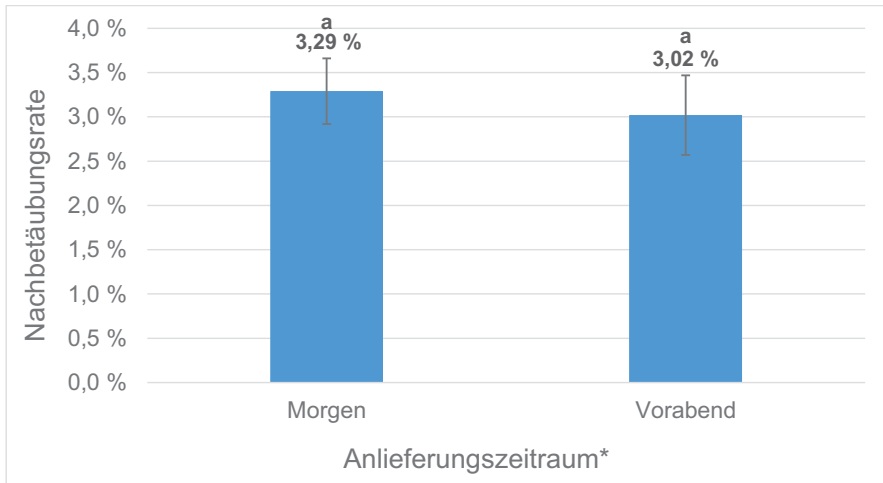


**Abb. 36:** Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange in der Schlachtgruppe der WS-Schweine

WS-Schweine = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

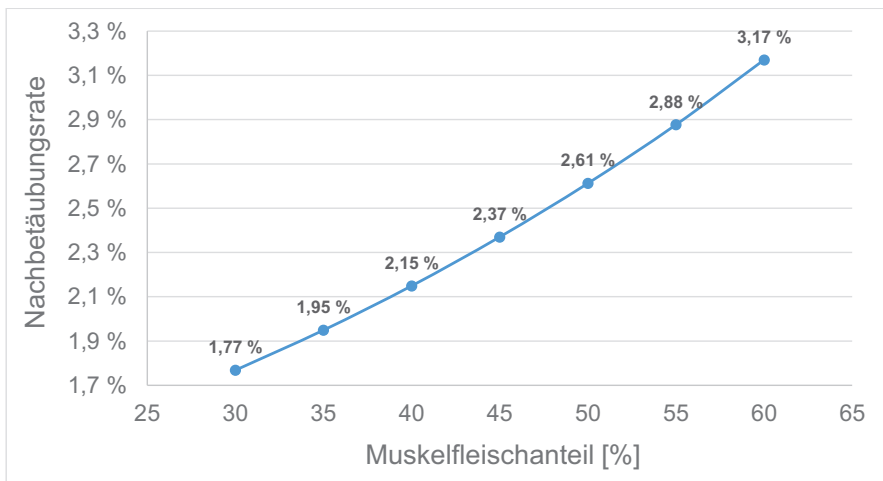


## Ergebnisse



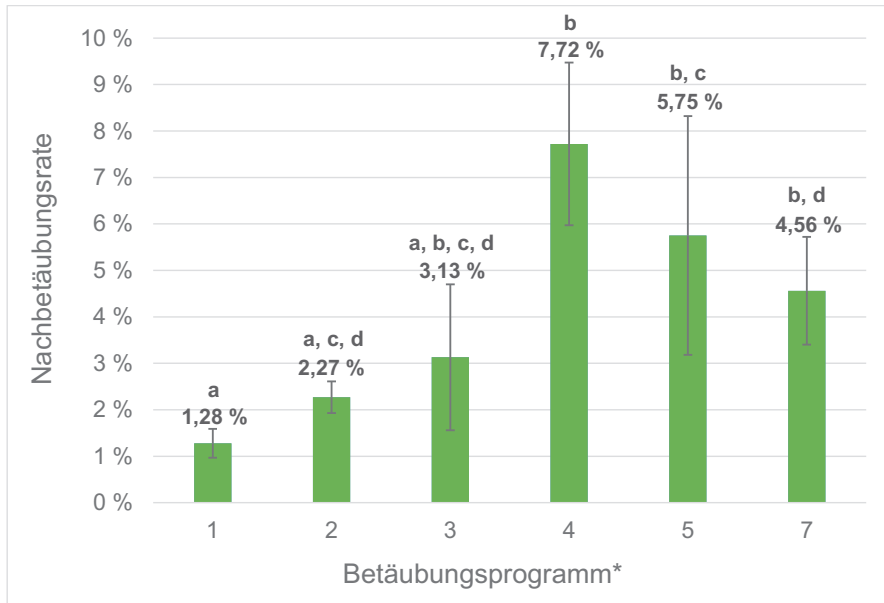
**Abb. 37:** Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum in der Schlachtgruppe der WS-Schweine

WS-Schweine = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 38:** Nachbetäubungsrate nach Muskefleischanteil (in %) in der Schlachtgruppe der WS-Schweine

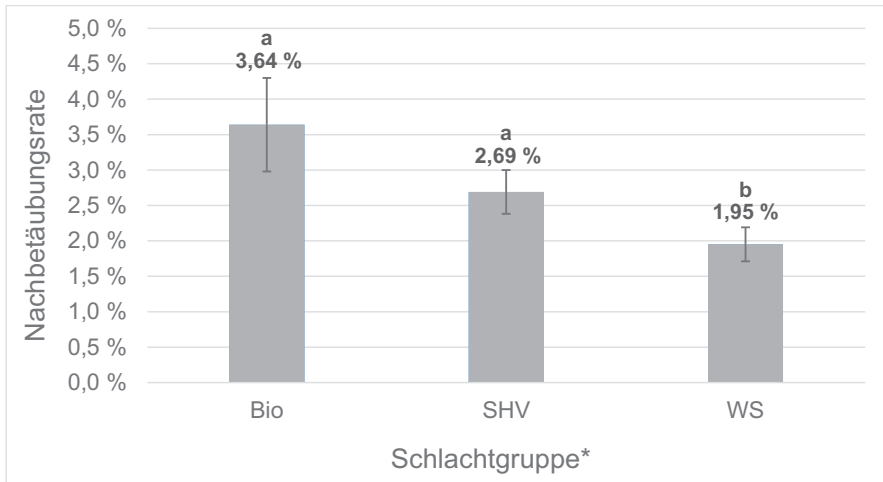
\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet



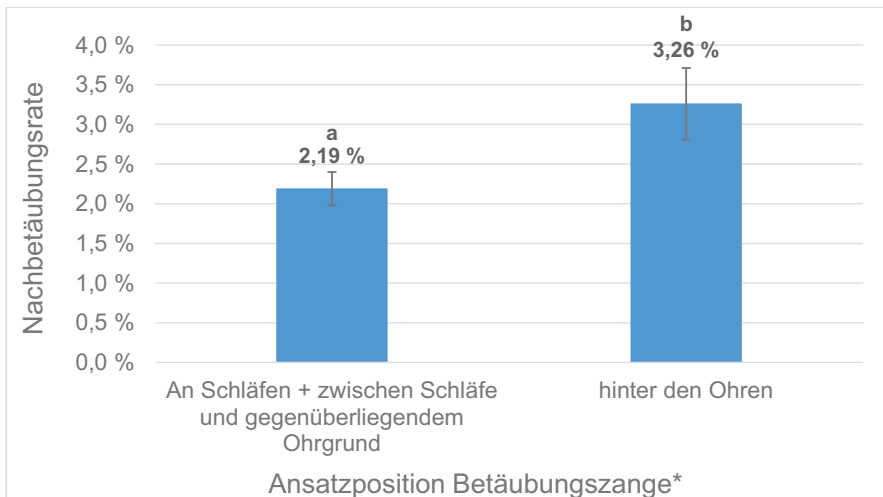
**Abb. 39:** Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen 1–7 in der Schlachtgruppe der WS-Schweine

WS-Schweine = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [4] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–d) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

Modell [5] wurde an einem Teildatensatz der Schweine in den BP-Gruppen A und B getestet, um die Einflussfaktoren auf die Betäubungseffektivität innerhalb dieser Gruppen beurteilen zu können. Beim BP-A zeigte die Schlachtgruppe ( $p = 0,0111$ ) einen signifikanten Effekt auf die Betäubungseffektivität. In dieser Gruppe lag die Nachbetäubungsrate der Bio-Schweine mit 3,64 % signifikant höher als die der WS-Schweine (1,95 %) ( $p = 0,0144$ ), aber nicht signifikant höher als die der SHV-Schweine (2,69 %) ( $p = 0,4852$ ). Auch die Nachbetäubungsraten der SHV- und WS-Schweine unterschieden sich nicht signifikant ( $p = 0,1228$ ) (s. Abb. 40). Beim BP-A lagen die Nachbetäubungsraten signifikant höher, wenn die Betäubungszange hinter den Ohren, anstatt an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund, angesetzt wurde (3,26 % vs. 2,19 %;  $p = 0,0155$ ; s. Abb. 41). Der Anlieferungszeitraum der Schweine zeigte keinen signifikanten Effekt auf die Nachbetäubungsrate ( $p = 0,7193$ ) (s. Abb. 42).

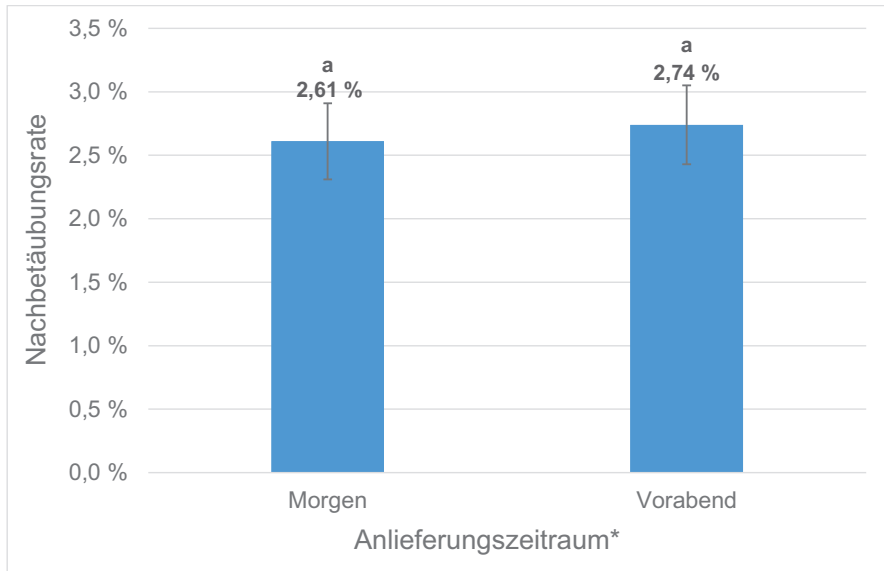


**Abb. 40:** Nachbetäubungsrate nach Schlachtgruppen – Betäubungsprogramm A  
 Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [5] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



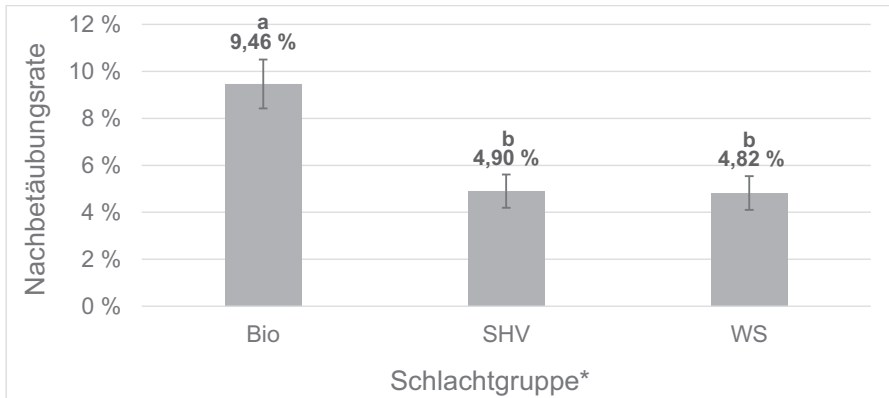
**Abb. 41:** Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange – Betäubungsprogramm A

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [5] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

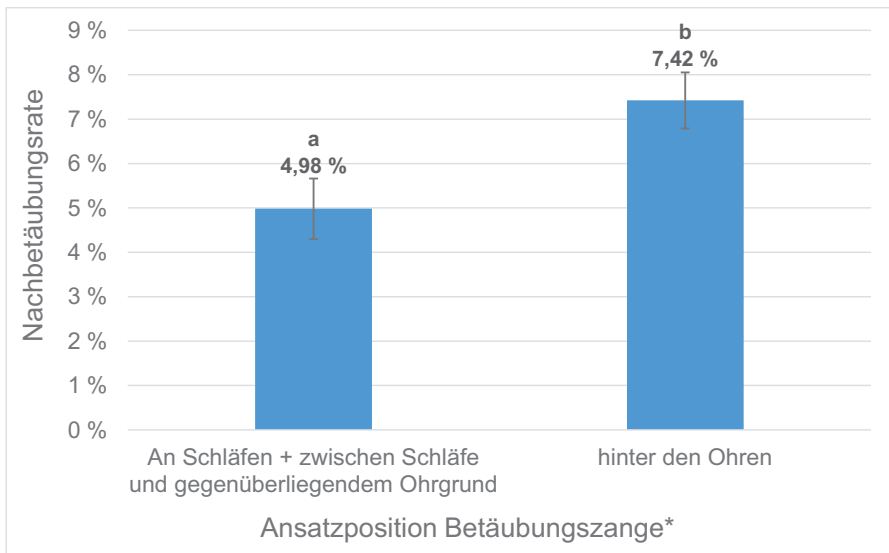


**Abb. 42:** Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum – Betäubungsprogramm A  
 \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [5] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler

Beim BP-B war der Effekt der Schlachtgruppe auf die Betäubungseffektivität höchstsignifikant ( $p < 0,0001$ ). Die Nachbetäubungsrate der Bio-Schweine (9,46 %) lag signifikant höher als die der SHV- (4,90 %;  $p = 0,0006$ ) und WS-Schweine (4,82 %;  $p = 0,0007$ ; s. Abb. 43). Die Nachbetäubungsraten der SHV- und WS-Schweine waren nicht signifikant verschieden ( $p = 1,0000$ ). Beim BP-B lagen die Nachbetäubungsraten zudem signifikant höher, wenn die Betäubungszange statt an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund hinter den Ohren angesetzt wurde (7,42 % vs. 4,98 %;  $p = 0,0129$ ; s. Abb. 44). Auch eine Anlieferung der Schweine am Morgen des Schlachttages statt am Vorabend erhöhte die Wahrscheinlichkeit der Notwendigkeit einer Nachbetäubung ( $p = 0,0403$ ; s. Abb. 45).

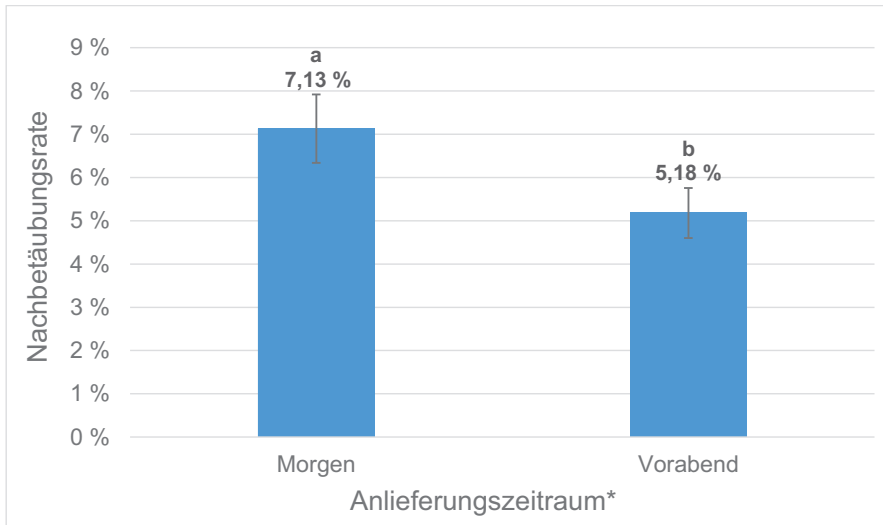


**Abb. 43:** Nachbetäubungsrate nach Schlachtgruppen – Betäubungsprogramm B  
 Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [5] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 44:** Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungsange – Betäubungsprogramm B

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [5] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

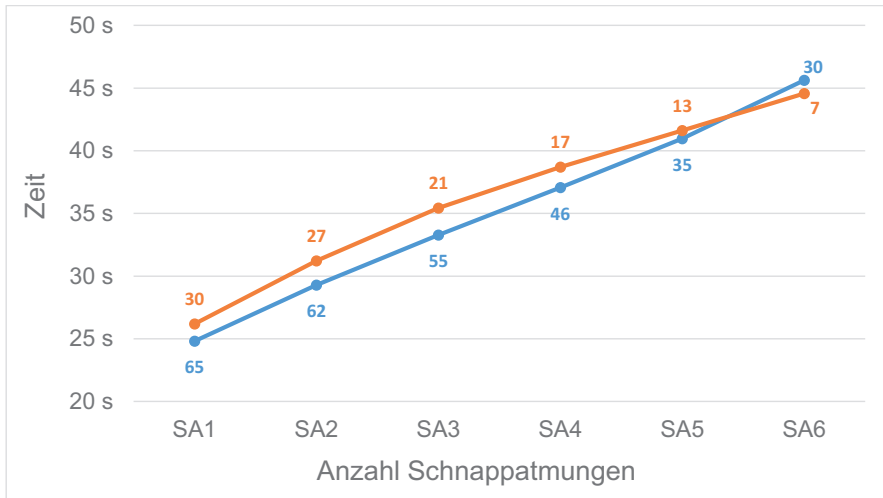


**Abb. 45:** Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum – Betäubungsprogramm B  
 \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [5] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

#### 4.1.7 Schnappatmung

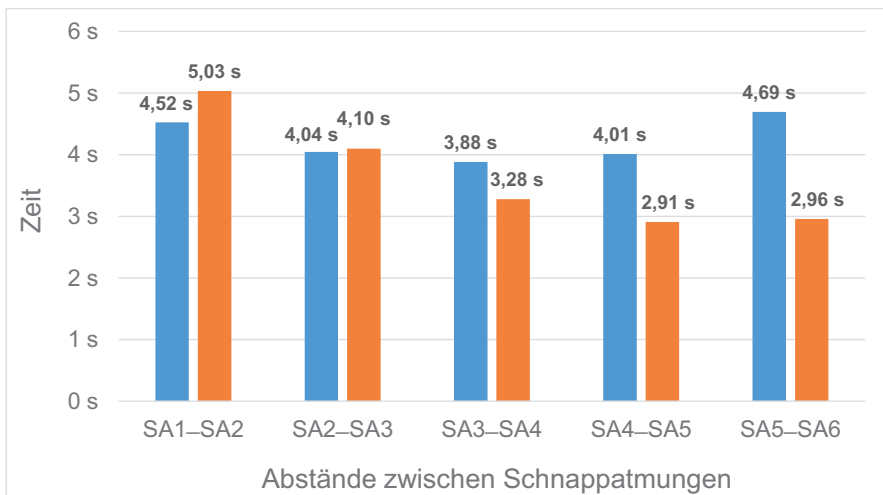
Von den 4717 Schweinen, für die die Schnappatmung detaillierter untersucht wurde, mussten 42 Tiere ausgeschlossen werden, da sich ihre Videoaufzeichnungen nicht eindeutig auswerten ließen. Abbildung 46 zeigt das Auftreten von Schnappatmungen bei den restlichen 4675 Schweinen differenziert nach BP-A/B im zeitlichen Verlauf. Beim BP-A zeigten 1,82 % ( $n = 30$ ) von 1652 Schweinen Schnappatmung und beim BP-B 2,15 % ( $n = 65$ ) von 3023 untersuchten Schweinen. Der Zeitpunkt der ersten Schnappatmung lag beim BP-A im Mittel bei 26,19 s nach Ende des Betäubungsstromflusses und beim BP-B im Mittel bei 24,82 s. Zwischen der ersten und zweiten Schnappatmung lagen im Mittel beim BP-A 5,03 s und beim BP-B 4,52 s (s. Abb. 47). Der Abstand zwischen der zweiten und dritten Schnappatmung betrug beim BP-A 4,10 s und beim BP-B 4,04 s. Zwischen der dritten und vierten Schnappatmung lagen beim BP-A 3,28 s und beim BP-B 3,88 s. Zwischen der vierten und fünften Schnappatmung waren es 2,91 s (BP-A) bzw. 4,01 s (BP-B) und zwischen der fünften und sechsten Schnappatmung 2,96 s (BP-A) bzw. 4,69 s (BP-B).

## Ergebnisse



**Abb. 46:** Schnappatmung an einem Teildatensatz (n = 4675) nach Betäubungsprogrammen A/B im zeitlichen Verlauf

SA1–6 = Anzahl der Schnappatmungen, orange Linie = Betäubungsprogramm A, blaue Linie = Betäubungsprogramm B, Zahlen = Anzahl der betroffenen Schweine, s = Sekunden



**Abb. 47:** Abstände zwischen den Schnappatmungen an einem Teildatensatz (n = 4675) nach Betäubungsprogrammen A/B

SA = Schnappatmung, orange Säulen = Betäubungsprogramm A, blaue Säulen = Betäubungsprogramm B, s = Sekunden

#### **4.1.8 Betäubungsaufzeichnungen**

Anhand der Betäubungsaufzeichnungen der einzelnen Betäubungsvorgänge mit der Software *STUN LOG* konnten für alle Schweine potentielle Abweichungen im Stromverlauf dokumentiert werden (s. Tab. 25). Mit 9,78 % (n = 1176) traten am häufigsten Abweichungen während der Kopf-Durchströmung auf. Am seltensten war mit 0,12 % (n = 15) ein zu kurzer Herzstrom. Beim BP-A zeigten 7,11 % (n = 639) der Schweine Abweichungen bei der Kopf-Durchströmung und 0,02 % (n = 2) der Schweine eine zu kurze Herz-Durchströmung. Auch beim BP-B traten Abweichungen bei der Kopf-Durchströmung mit 17,63 % (n = 537) am häufigsten auf. In dieser Gruppe war aber ein mehr als zweimaliges Ansetzen der Betäubungszange das seltenste Ereignis (0,16 %; n = 5). Beim BP-A traten bei 83,77 % (n = 7524) der Schweine keine Abweichungen im Stromverlauf auf, beim BP-B betrug der Anteil 78,82 % (n = 2401).



**Tab. 25:** Betäubungsaufzeichnung mit der Software *STUN LOG* für das Gesamtkollektiv und die Betäubungsprogramme A/B

Sonstiges	Gruppe	Häufigkeit	Prozentsatz
keine Abweichung im Stromverlauf	Gesamtkollektiv	9925	82,52 %
	BP-A	7524	83,77 %
	BP-B	2401	78,82 %
Zangenansatz zweimal	Gesamtkollektiv	329	2,74 %
	BP-A	286	3,18 %
	BP-B	43	1,41 %
Zangenansatz > zweimal	Gesamtkollektiv	21	0,17 %
	BP-A	16	0,18 %
	BP-B	5	0,16 %
Herz-Durchströmung zu kurz	Gesamtkollektiv	15	0,12 %
	BP-A	2	0,02 %
	BP-B	13	0,43 %
Herz-Durchströmung nicht OK	Gesamtkollektiv	223	1,85 %
	BP-A	221	2,46 %
	BP-B	2	0,07 %
Kopf- und Herz-Durchströmung nicht OK	Gesamtkollektiv	45	0,37 %
	BP-A	44	0,49 %
	BP-B	1	0,03 %
Kopf-Durchströmung nicht OK	Gesamtkollektiv	1176	9,78 %
	BP-A	639	7,11 %
	BP-B	537	17,63 %
Stromanstiegsfehler	Gesamtkollektiv	294	2,44 %
	BP-A	250	2,78 %
	BP-B	44	1,44 %
Gesamt	Gesamtkollektiv	12028	100 %
	BP-A	8982	100 %
	BP-B	3046	100 %

BP = Betäubungsprogramm

## 4.2 Befunde am Schlachtkörper

Das mittlere Schlachtgewicht betrug beim BP-A 96,86 kg und beim BP-B 97,10 kg. Die MFA lagen bei 58,34 % (BP-A) bzw. 57,30 % (BP-B). Der mittlere pH<sub>40</sub>-Wert Schinken betrug 6,52 (BP-A) bzw. 6,44 (BP-B), der mittlere pH<sub>40</sub>-Wert Rippe war mit 6,37 in beiden BP-Gruppen identisch (s. Tab. 26).

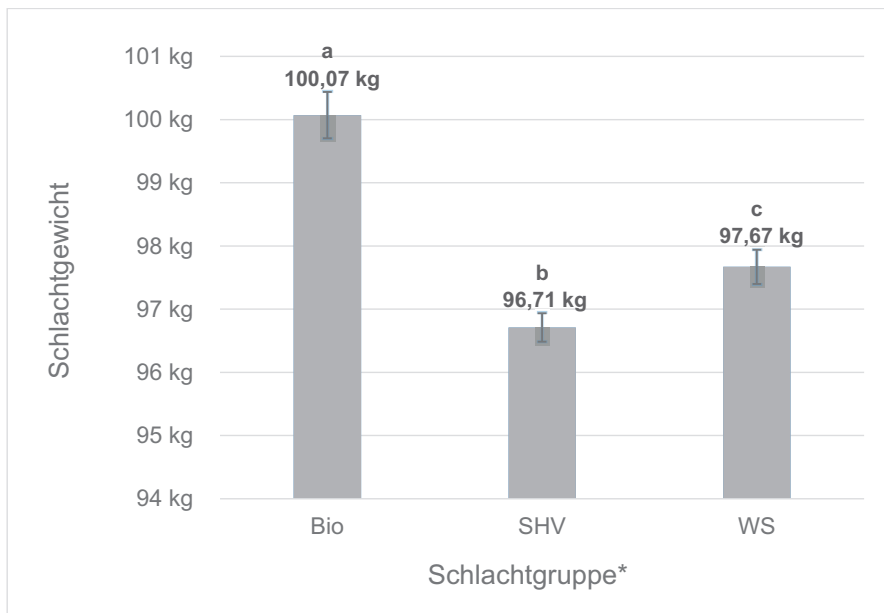
**Tab. 26:** Befunde am Schlachtkörper für die Betäubungsprogramme A/B

Variable	n	Mittelwert	Standard- abweichung	Minimum	Maximum
<b>BP-A</b>					
SGW in kg	8982	96,86	8,62	51,40	140,90
LGW in kg	8982	121,07	10,77	64,25	176,13
MFA in %	8982	58,34	3,67	35,90	67,30
pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	8949	6,52	0,23	5,40	6,90
pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	8951	6,37	0,20	5,40	6,90
<b>BP-B</b>					
SGW in kg	3046	97,10	8,70	60,50	126,90
LGW in kg	3046	121,34	10,87	75,63	158,63
MFA in %	3046	57,30	4,61	32,30	66,80
pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	3041	6,44	0,23	5,30	6,90
pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	3041	6,37	0,20	5,40	6,90

BP = Betäubungsprogramm, SGW = Schlachtgewicht, n = Anzahl der Schlachtkörper, LGW = Lebendgewicht, MFA = Muskelfleischanteil

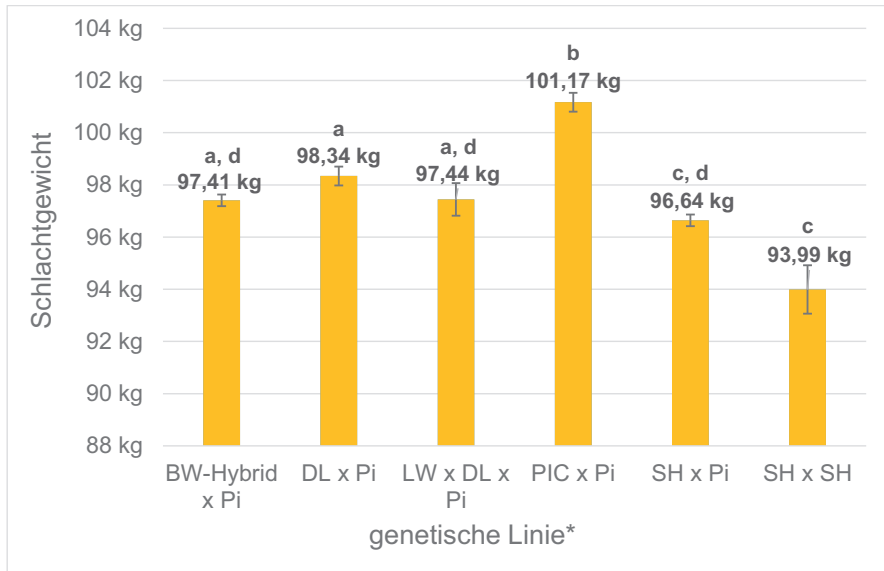
#### 4.2.1 Schlachtgewicht

Laut dem globalen F-Test (Typ III Test) für das Modell [6] hatten die Schlachtgruppe, die Interaktion Schlachtgruppe / Herkunftsbetrieb und die Außentemperatur des Schlachttages einen höchstsignifikanten Effekt ( $p < 0,0001$ ) auf das Schlachtgewicht der untersuchten Schweine. Bio-Schweine wiesen ein höheres Schlachtgewicht als SHV-Schweine (100,07 kg vs. 96,71 kg;  $p < 0,0001$ ) und als WS-Schweine (100,07 kg vs. 97,67 kg;  $p < 0,0001$ ) auf. Der Unterschied zwischen dem mittleren Schlachtgewicht der SHV- und WS-Schweine war ebenfalls hochsignifikant ( $p = 0,0002$ ) (s. Abb. 48). In Modell [6] mit der Genetik als fixer Effekt erwiesen sich laut F-Test (Typ III Test) die genetischen Linien der Schweine (s. Abb. 49), die Interaktion Genetik / Herkunftsbetrieb und die Außentemperatur am Schlachttag als höchstsignifikante ( $p < 0,0001$ ) Einflussfaktoren auf das Schlachtgewicht.



**Abb. 48:** Schlachtgewicht nach Schlachtgruppen

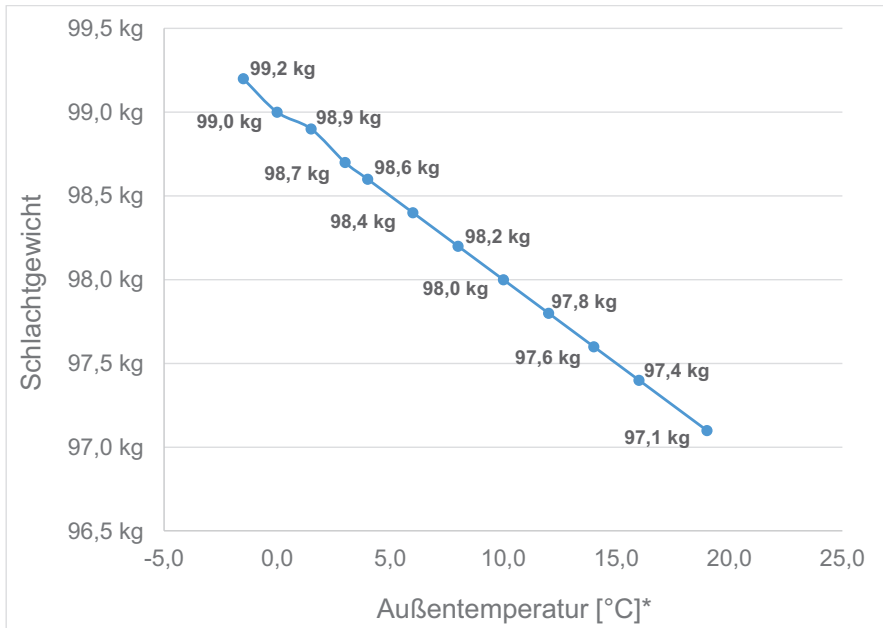
SGW = Schlachtgewicht, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [6] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt, unterschiedliche Buchstaben (a–c) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 49:** Schlachtgewicht nach genetischen Linien

SGW = Schlachtgewicht, BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [6] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–d) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

Das mittlere Schlachtgewicht nahm in allen Schlachtgruppen mit zunehmender Außentemperatur an den Schlachttagen ab (s. Abb. 50). Die Werte für das Schlachtgewicht in Abhängigkeit von der Außentemperatur des Schlachttages ließen sich nur ausgeben, wenn im Modell statt der Schlachtgruppe plus der Interaktion Schlachtgruppe / Herkunftsbetrieb der Betrieb und die Schlachtgruppe als einzelne fixe Effekte modelliert wurden. Unter diesen Bedingungen war der Unterschied im Schlachtgewicht zwischen der Schlachtgruppe der SHV- und der WS-Schweine nicht mehr signifikant. Die Außentemperatur wurde in diesem Modell als Kovariable modelliert.

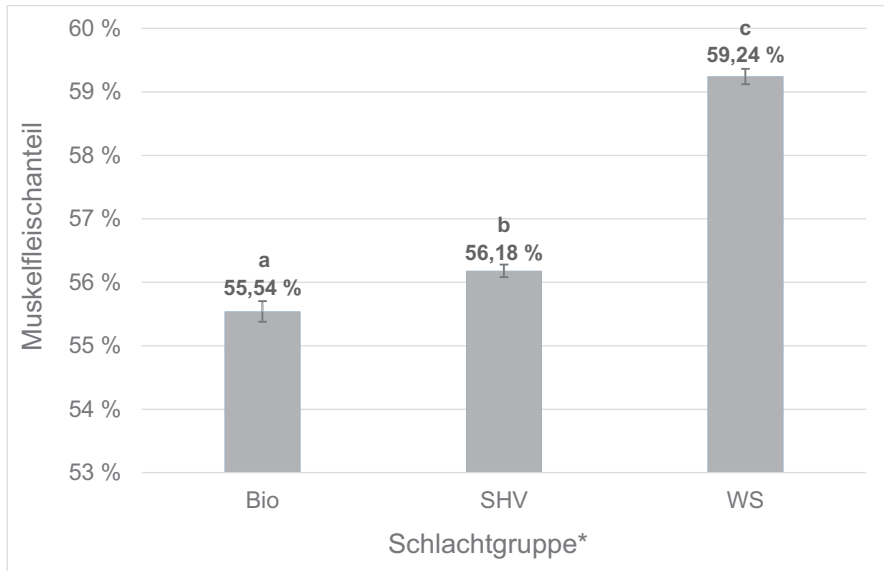


**Abb. 50:** Durchschnittliches Schlachtgewicht in Abhängigkeit von der Außentemperatur (in °C) des Schlachttages

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [6] verwendet

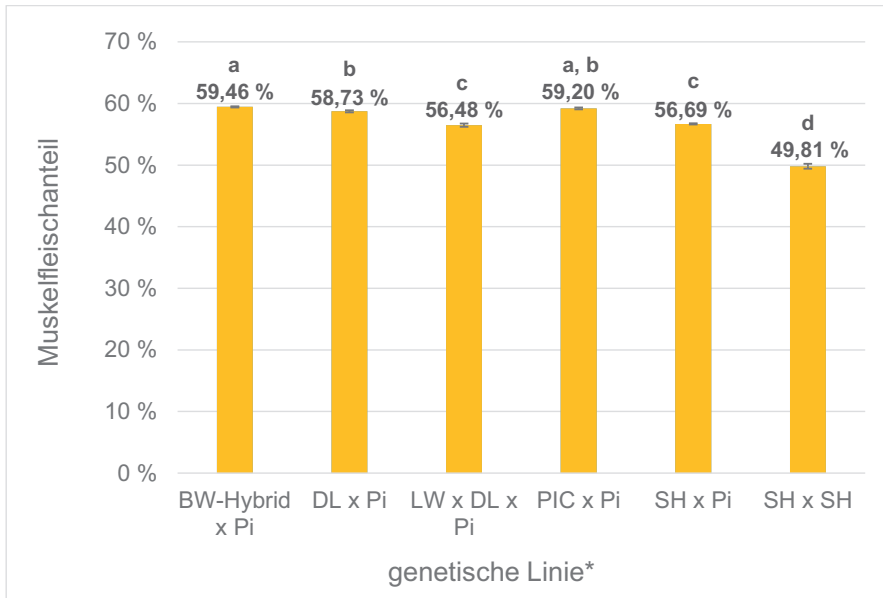
#### 4.2.2 Muskelfleischanteil

Laut dem globalen F-Test (Typ III Test) für das Modell [6] zeigten alle berücksichtigten Effekte (Schlachtgruppe, Interaktion Schlachtgruppe / Herkunftsbetrieb, Außentemperatur am Schlachttage) einen höchstsignifikanten Einfluss ( $p < 0,0001$ ) auf den MFA der untersuchten Schweine. Schweine aus der WS-Gruppe zeigten mit 59,24 % den höchsten und Schweine aus der Bio-Gruppe mit 55,54 % den niedrigsten MFA (s. Abb. 51). Der mittlere MFA der Schweine aus der SHV-Gruppe lag mit 56,18 % dazwischen. Die mittleren MFA-Werte waren zwischen Bio- und WS-Schweinen sowie zwischen SHV- und WS-Schweinen höchstsignifikant verschieden (jeweils  $p < 0,0001$ ); zwischen SHV- und Bio-Schweinen war der Unterschied signifikant ( $p = 0,0036$ ). Wurde in Modell [6] der Faktor Schlachtgruppe durch die genetischen Linien ersetzt (s. Abb. 52), erwiesen sich laut globalem F-Test (Typ III Test) die Genetik der Schweine, die Interaktion Genetik / Herkunftsbetrieb und die Außentemperatur als höchstsignifikante Einflussfaktoren ( $p < 0,0001$ ) für den MFA.



**Abb. 51:** Muskelfleischanteil (in %) nach Schlachtgruppen

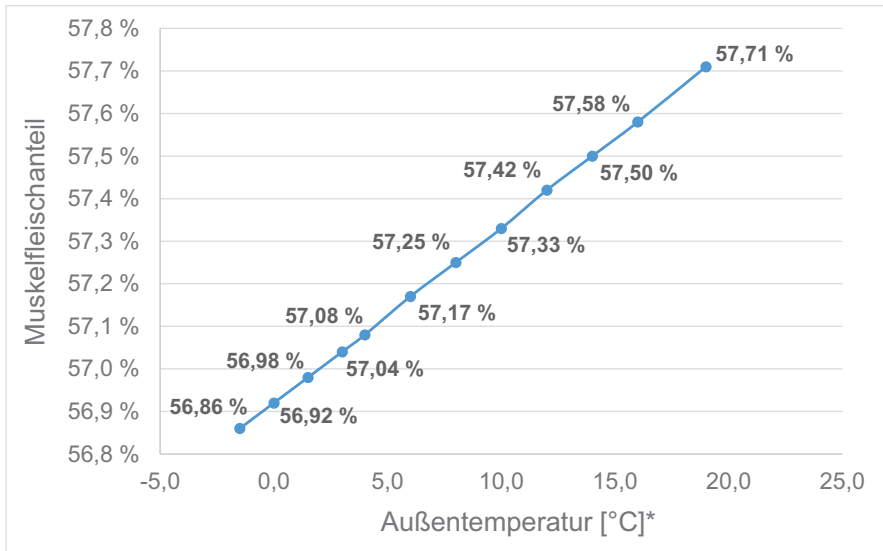
Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [6] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–c) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 52:** Muskelfleischanteil (in %) nach genetischen Linien

BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [6] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–d) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

Der mittlere MFA nahm im Gesamtkollektiv (alle drei Schlachtgruppen) mit steigender Außentemperatur am Schlachttag zu (s. Abb. 53). Auch bei dieser Analyse ließen sich die Werte nur ausgeben, wenn im Modell statt der Schlachtgruppe plus der Interaktion Schlachtgruppe / Herkunftsbetrieb der Betrieb und die Schlachtgruppe als einzelne fixe Effekte modelliert wurden. Die Außentemperatur wurde in diesem Modell als Kovariable modelliert.



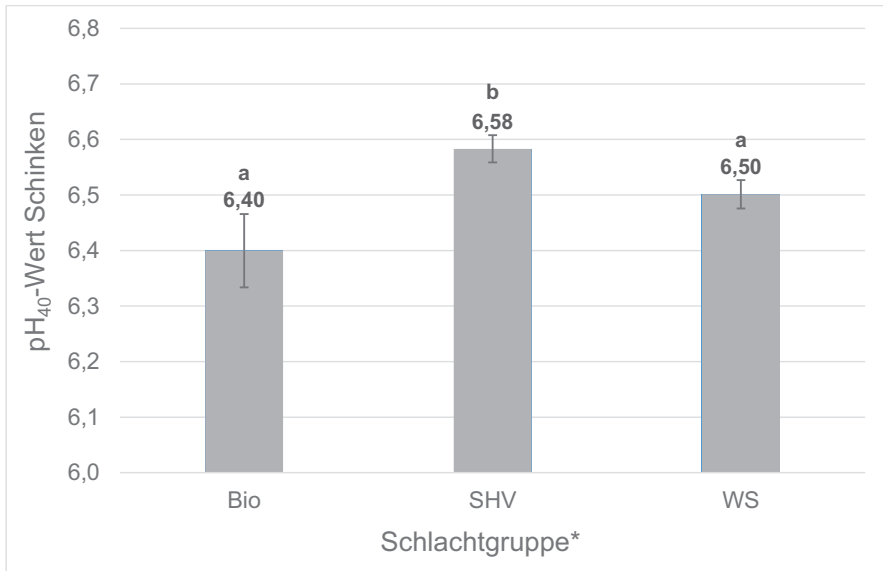
**Abb. 53:** Muskefleischanteil (in %) in Abhängigkeit von der Außentemperatur (in °C) des Schlachttages

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [6] verwendet

#### 4.2.3 pH<sub>40</sub>-Wert Schinken

Für Modell [7] identifizierte der globale F-Test (Typ III Test) die Schlachtgruppe, den Herkunftsbetrieb, das verwendete BP A/B, die Außentemperatur des Schlachttages und die Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B als höchstsignifikante Einflussfaktoren ( $p < 0,0001$ ) auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken. Der Zeitraum der Anlieferung war ein signifikanter Effektor ( $p = 0,0025$ ). Weder die Qualität des Entblutestiches ( $p = 0,3400$ ) noch die Betäubungseffektivität ( $p = 0,3799$ ) zeigten einen signifikanten Effekt auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken. Der pH<sub>40</sub>-Wert Schinken lag bei SHV-Schweinen signifikant höher als bei Bio-Schweinen (6,58 vs. 6,40;  $p = 0,0343$ ) und als bei WS-Schweinen (6,58 vs. 6,50;  $p < 0,0001$ ). Die Werte der Bio- und WS-Schweine waren dagegen nicht signifikant verschieden ( $p = 0,2434$ ; s. Abb. 54). Bei der Aufteilung der Schweine nach genetischen Linien identifizierte der globale F-Test (Typ III Test) die genetische Linie der Schweine (s. Abb. 55), das verwendete BP A/B, die Außentemperatur und die Interaktion Genetik / Herkunftsbetrieb als höchstsignifikante Einflussfaktoren ( $p < 0,0001$ ) auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken. Der Effekt des Anlieferungszeitraumes ( $p = 0,1395$ ), die Betäubungseffektivität ( $p = 0,1656$ ) sowie die Qualität der Entblutung ( $p = 0,2414$ ) hatten dagegen keinen signifikanten Einfluss auf diesen Parameter.

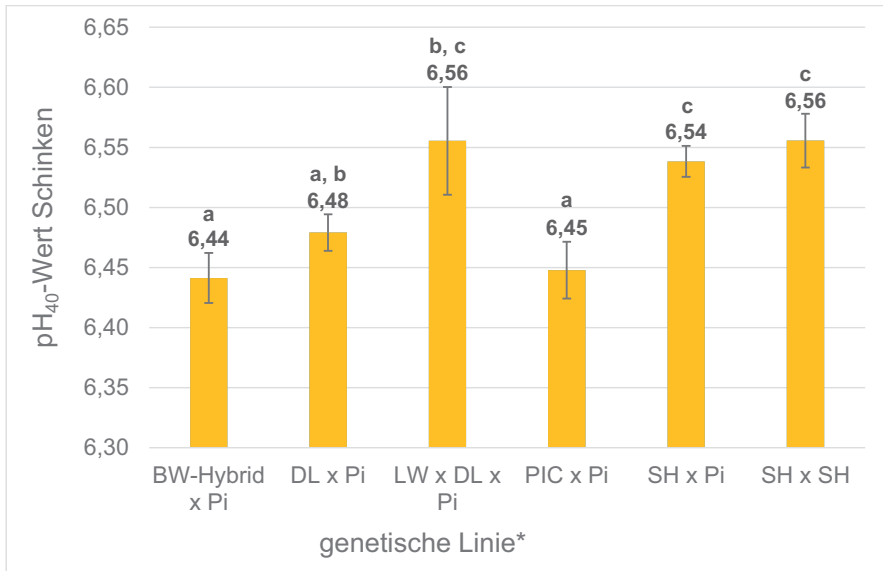




**Abb. 54:** pH<sub>40</sub>-Wert Schinken nach Schlachtgruppen

Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

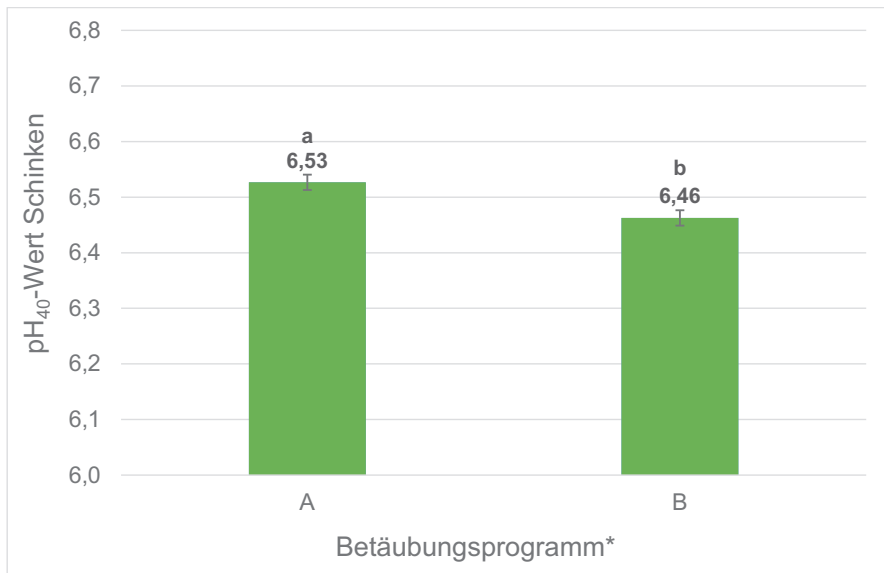
## Ergebnisse



**Abb. 55:** pH<sub>40</sub>-Wert Schinken nach genetischen Linien

BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–c) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

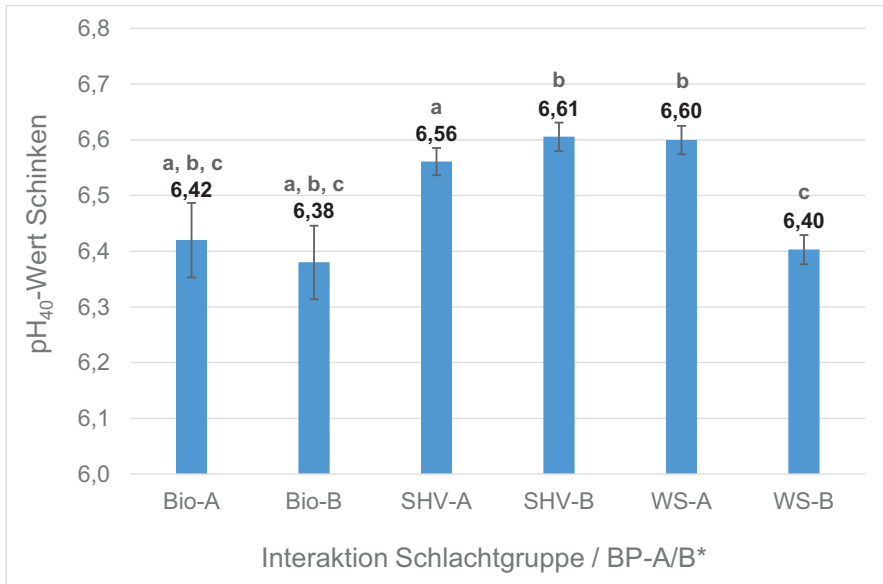
Der pH<sub>40</sub>-Mittelwert Schinken der Schweine lag im Gesamtkollektiv (alle drei Schlachtgruppen) nach einer Betäubung mit dem BP-A höchstsignifikant höher als nach einer Betäubung mit dem BP-B (6,53 vs. 6,46,  $p < 0,0001$ ; s. Abb. 56).



**Abb. 56:** pH<sub>40</sub>-Wert Schinken nach Betäubungsprogrammen A/B

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) kennzeichnen signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

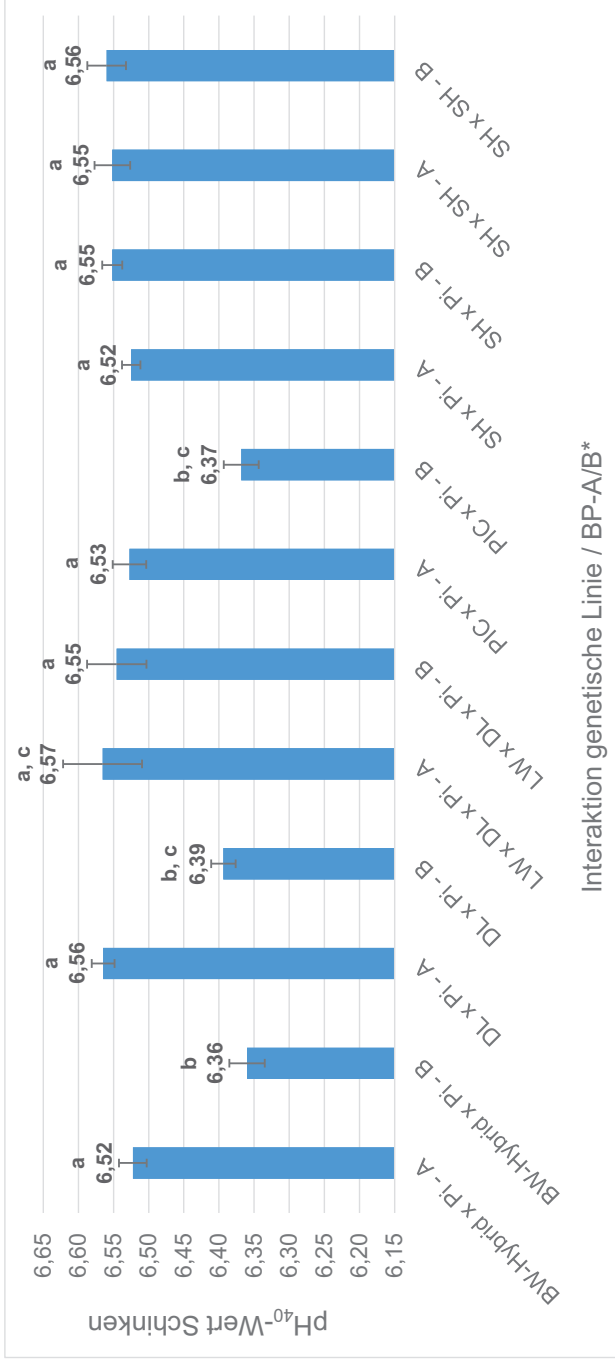
Bei der Analyse des Effektes der Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B zeigten SHV-Schweine nach Betäubung mit dem BP-B den höchsten und Bio-Schweine nach Betäubung mit dem BP-B den niedrigsten Mittelwert für den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken. Die mittleren pH<sub>40</sub>-Werte Schinken bei SHV-Schweinen unterschieden sich nach einer Betäubung mit dem BP-A und BP-B höchstsignifikant ( $p < 0,0001$ ). Das Gleiche galt für WS-Schweine nach einer Betäubung mit dem BP-A und BP-B. Weiter unterschied sich der mittlere pH<sub>40</sub>-Wert Schinken der WS-Schweine beim BP-B und beim BP-A höchstsignifikant ( $p < 0,0001$ ). Weitere signifikante Unterschiede beim pH<sub>40</sub>-Wert Schinken bestanden zwischen SHV-Schweinen beim BP-A und BP-B ( $p = 0,0224$ ) sowie bei WS-Schweinen und SHV-Schweinen beim BP-A (s. Abb. 57). Eine differenzierte Analyse des pH<sub>40</sub>-Werts Schinken nach der Interaktion genetische Linie / BP-A/B zeigt Abbildung 58.



**Abb. 57:** pH<sub>40</sub>-Wert Schinken nach Interaktion Schlachtgruppe / Betäubungsprogramm A/B

BP = Betäubungsprogramm, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] verwendet; unterschiedliche Buchstaben (a–c) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

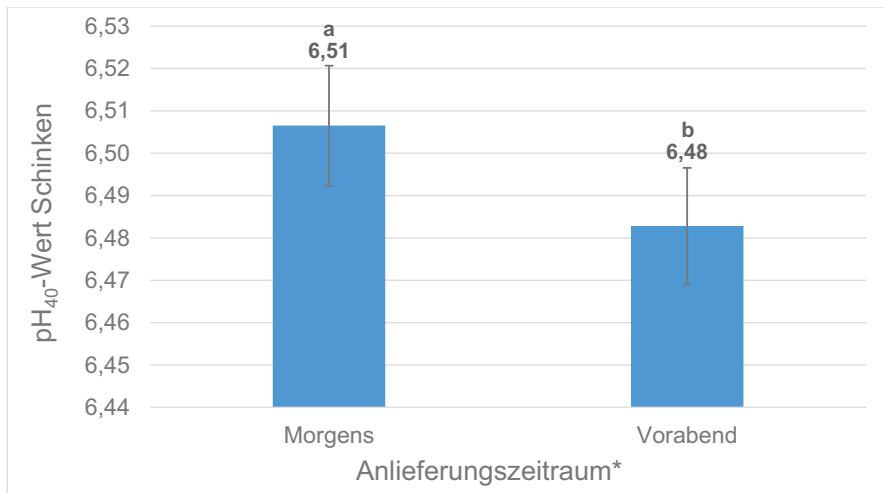
Ergebnisse



**Abb. 58:** pH<sub>40</sub>-Wert Schinken nach Interaktion genetische Linie / Betäubungsprogramm A/B

BP = Betäubungsprogramm, BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, PI = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a-c) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

Bei einer morgendlichen Anlieferung lag der pH<sub>40</sub>-Wert Schinken mit 6,51 signifikant höher als bei einer Anlieferung am Vorabend (6,51 vs. 6,48,  $p = 0,0025$ ; s. Abb. 59). Wurde die Entfernung zwischen Herkunftsbetrieb der Schweine und Schlachtbetrieb als Kovariable in Modell [7] mit der Schlachtgruppe, den BP-A/B und der Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B modelliert, sank der pH<sub>40</sub>-Wert Schinken mit zunehmender Entfernung zwischen Herkunftsbetrieb und Schlachtbetrieb tendenziell.

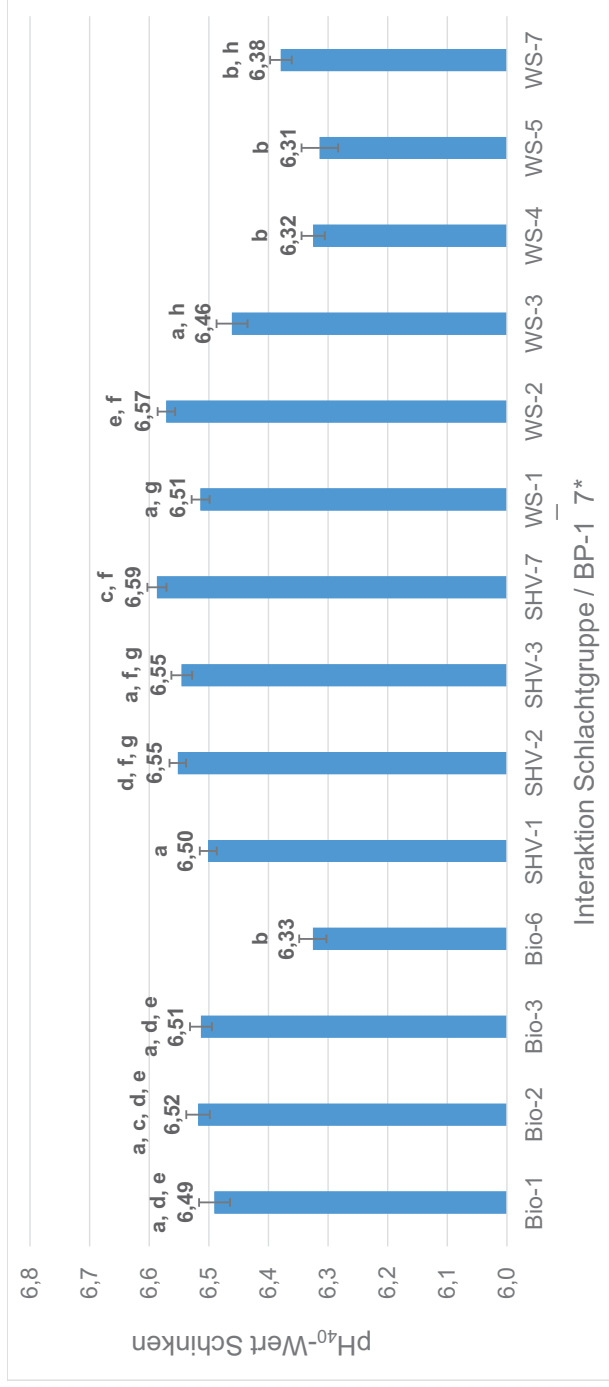


**Abb. 59:** pH<sub>40</sub>-Wert Schinken nach Anlieferungszeitraum

\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] mit Schlachtgruppe und Betäubungsprogramm A/B als fixe Effekte verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

Wurden in das Modell [7] statt den BP-A/B die BP-1–7 inkludiert, ergab der globale F-Test (Typ III Test) für die Interaktion Schlachtgruppe / BP-1–7 einen höchstsignifikanten Effekt ( $p < 0,0001$ ) auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken (s. Abb. 60). Der Anlieferungszeitpunkt ( $p = 0,0017$ ) und die Außentemperatur am Schlachttag ( $p = 0,00012$ ), nicht aber die Betäubungseffektivität ( $p = 0,6100$ ) und die Effektivität des Entblutestiches ( $p = 0,4040$ ) zeigten einen signifikanten Einfluss. Laut globalem F-Test (Typ III Test) hatte auch die Interaktion genetische Linie / BP-1–7 einen höchstsignifikanten ( $p < 0,0001$ ) Einfluss auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken (s. Tab. 27). Weitere (hoch)signifikante Effekte zeigten der Anlieferungszeitraum ( $p = 0,0005$ ) und die Außentemperatur ( $p = 0,0064$ ). Der Einfluss der Betäubungseffektivität ( $p = 0,4194$ ) und der Entblutequalität ( $p = 0,3639$ ) war nicht signifikant.

## Ergebnisse



**Abb. 60:** pH<sub>40</sub>-Wert Schinken nach Interaktion Schlachtgruppe / Betäubungsprogramm 1–7  
 BP = Betäubungsprogramm, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
 (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] verwendet,  
 unterschiedliche Buchstaben (a–h) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

**Tab. 27:** pH<sub>40</sub>-Wert Schinken nach Interaktion Genetik / Betäubungsprogramm 1–7

<b>Genetik / BP-1–7</b>	<b>LSM</b>	<b>Standardfehler</b>	<b>Signifikanzen</b>
BW-Hybrid x Pi / BP-1	6,48	0,02	a, h
BW-Hybrid x Pi / BP-2	6,55	0,02	b, d, a1
BW-Hybrid x Pi / BP-3	6,46	0,04	a, b, c, h, j, a1
BW-Hybrid x Pi / BP-4	6,33	0,04	c, f, j, s
BW-Hybrid x Pi / BP-7	6,33	0,03	c, g, j
DL x Pi / BP-1	6,53	0,02	a, b, a1
DL x Pi / BP-2	6,60	0,02	d, i
DL x Pi / BP-3	6,46	0,03	a, b, c, i, k, n, a1
DL x Pi / BP-4	6,33	0,03	j, l
DL x Pi / BP-6	6,34	0,03	f, g, h, k, l, m s
DL x Pi / BP-7	6,40	0,02	f, g, h, k, l, o, p, s
LW x DL x Pi / BP-2	6,60	0,05	a, b, i, o, q, x, a1
LW x DL x Pi / BP-3	6,55	0,04	a, b, i, o, r, y, a1
PIC x Pi / BP-1	6,49	0,03	a, b, f, a1
PIC x Pi / BP-2	6,51	0,03	a, b, i, o, t, a1
PIC x Pi / BP-3	6,54	0,03	a, b, i, u, a1
PIC x Pi / BP-4	6,26	0,03	e, g, l, s, v
PIC x Pi / BP-5	6,28	0,04	j, m, p, v, w
PIC x Pi / BP-6	6,37	0,03	g, h, k, l, q, r, s, w, z
PIC x Pi / BP-7	6,32	0,03	c, l, w
SH x Pi / BP-1	6,50	0,02	a, b
SH x Pi / BP-2	6,56	0,01	a1, i, a2
SH x Pi / BP-3	6,54	0,02	a, b, i, a2
SH x Pi / BP-6	6,29	0,04	f, g, h, k, l, w
SH x Pi / BP-7	6,60	0,02	d, n, t, u, x, y, a2



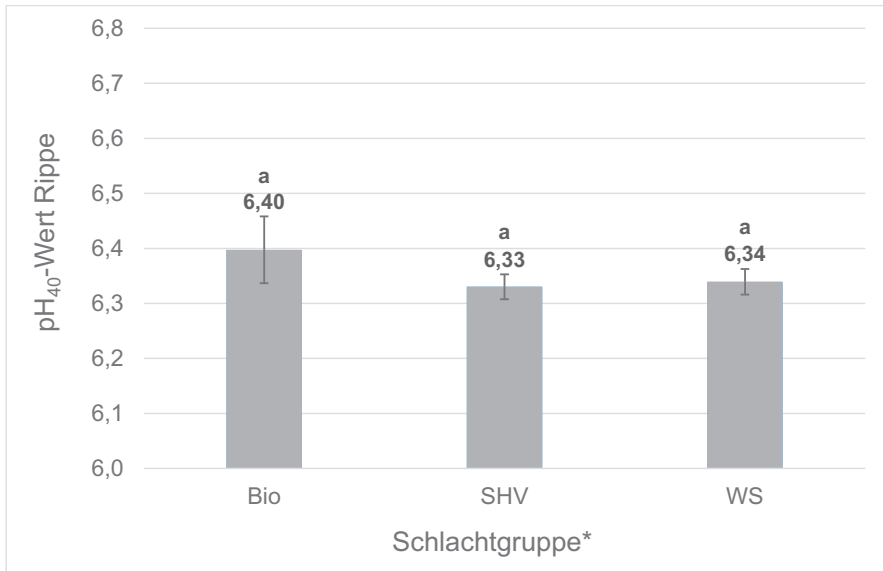
## Fortsetzung zu Tab. 27

Genetik / BP-1-7	LSM	Standardfehler	Signifikanzen
SH x SH / BP-1	6,52	0,03	a, b, i, o, z, a2
SH x SH / BP-2	6,61	0,03	a, b, i, a2
SH x SH / BP-3	6,53	0,04	a, b, f, i, z, a2
SH x SH / BP-7	6,57	0,03	a, b, i, a2

BP = Betäubungsprogramm, BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–z, a1, a2) = signifikante Unterschiede

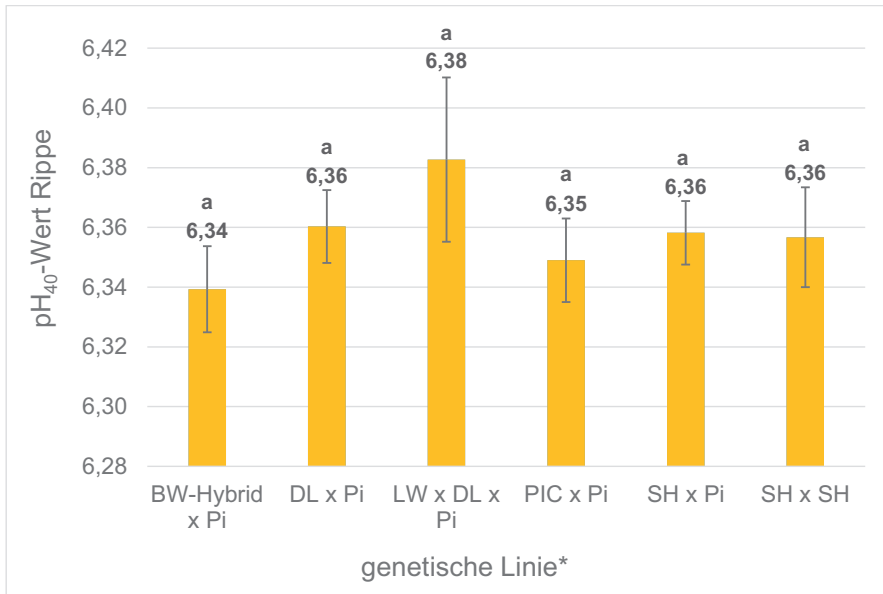
#### 4.2.4 pH<sub>40</sub>-Wert Rippe

Bei der Analyse des Parameters pH<sub>40</sub>-Wert Rippe mit dem Modell [7] ergab der globale F-Test (Typ III Test) einen höchstsignifikanten Effekt für den Herkunftsbetrieb der Schweine ( $p < 0,0001$ ) sowie signifikante Effekte für den Anlieferungszeitraum der Tiere ( $p = 0,0403$ ) und für die Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B ( $p = 0,0355$ ). Dagegen zeigten die Schlachtgruppe ( $p = 0,5333$ ), die BP-A/B ( $p = 0,7206$ ), die Betäubungseffektivität ( $p = 0,2098$ ), die Außentemperatur des Schlachttages ( $p = 0,1124$ ) und die Qualität des Entblutestiches ( $p = 0,4350$ ) keinen signifikanten Einfluss auf den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe. Bio- und SHV-Schweine (6,40 vs. 6,33,  $p = 0,3991$ ), Bio- und WS-Schweine (6,40 vs. 6,34,  $p = 0,4670$ ) sowie SHV- und WS-Schweine ( $p = 0,4379$ ) unterschieden sich nicht hinsichtlich des mittleren pH<sub>40</sub>-Wertes Rippe (s. Abb. 61). In der entsprechenden Analyse mit den genetischen Linien (s. Abb. 62) identifizierte der globale F-Test (Typ III Test) die Interaktion Genetik / BP-A/B als signifikanten Effektor ( $p = 0,0181$ ) für den pH<sub>40</sub>-Wert. Die genetische Linie ( $p = 0,4915$ ), das BP-A/B ( $p = 0,0524$ ), der Anlieferungszeitraum ( $p = 0,1408$ ), die Betäubungseffektivität ( $p = 0,2226$ ), die Außentemperatur ( $p = 0,05001$ ) sowie die Qualität des Entblutestiches ( $p = 0,4753$ ) hatten keinen signifikant Effekt auf den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe.



**Abb. 61:** pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach Schlachtgruppen

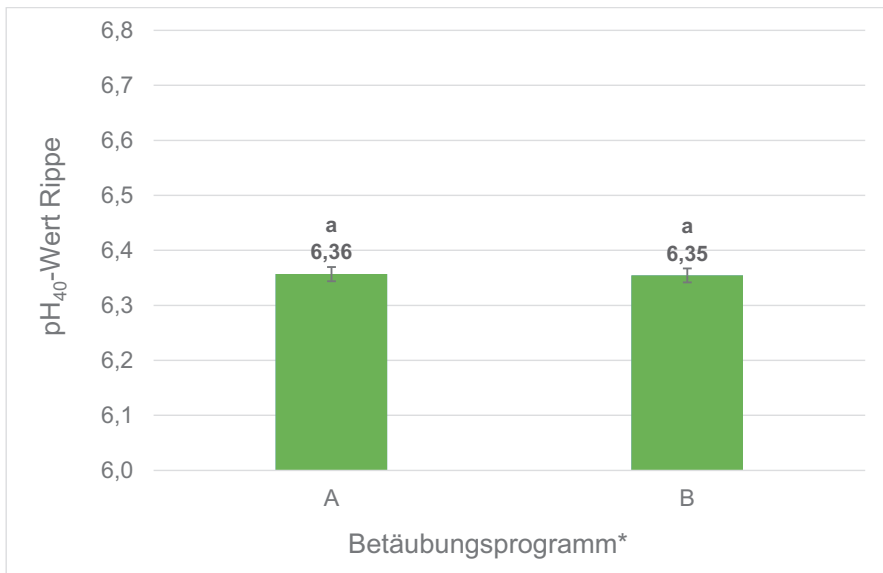
Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 62:** pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach genetischen Linien

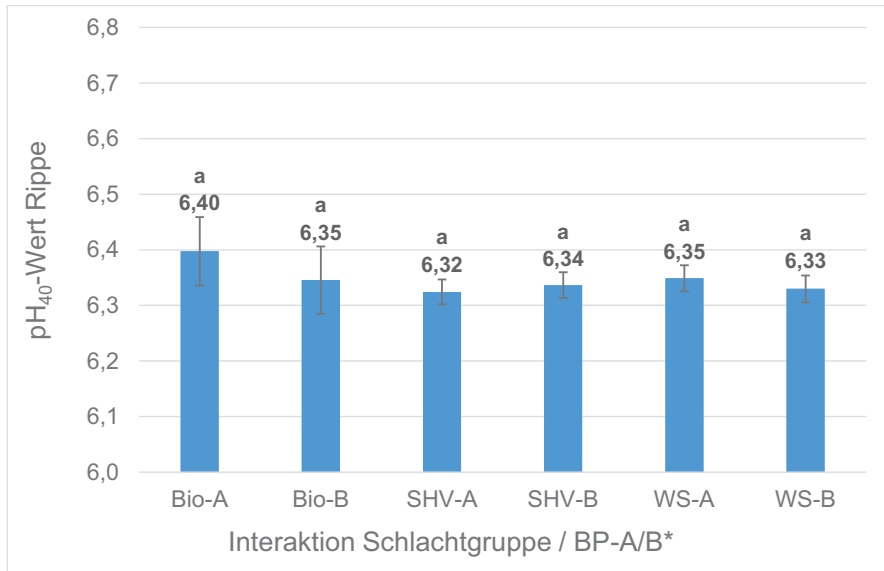
BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] mit Betäubungsprogramm A/B als fixer Effekt verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler

Der mittlere pH<sub>40</sub>-Wert Rippe der Schweine beim BP-A/B unterschied sich nicht signifikant (6,36 vs. 6,35,  $p = 0,7206$ ; s. Abb. 63). Auch die Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B und die Interaktion genetische Linie / BP-A/B hatte keinen signifikanten Effekt auf den mittleren pH<sub>40</sub>-Wert Rippe (jeweils  $p = 1,0000$ ) (s. Abb. 64 und 65).



**Abb. 63:** pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach Betäübungsprogrammen A/B

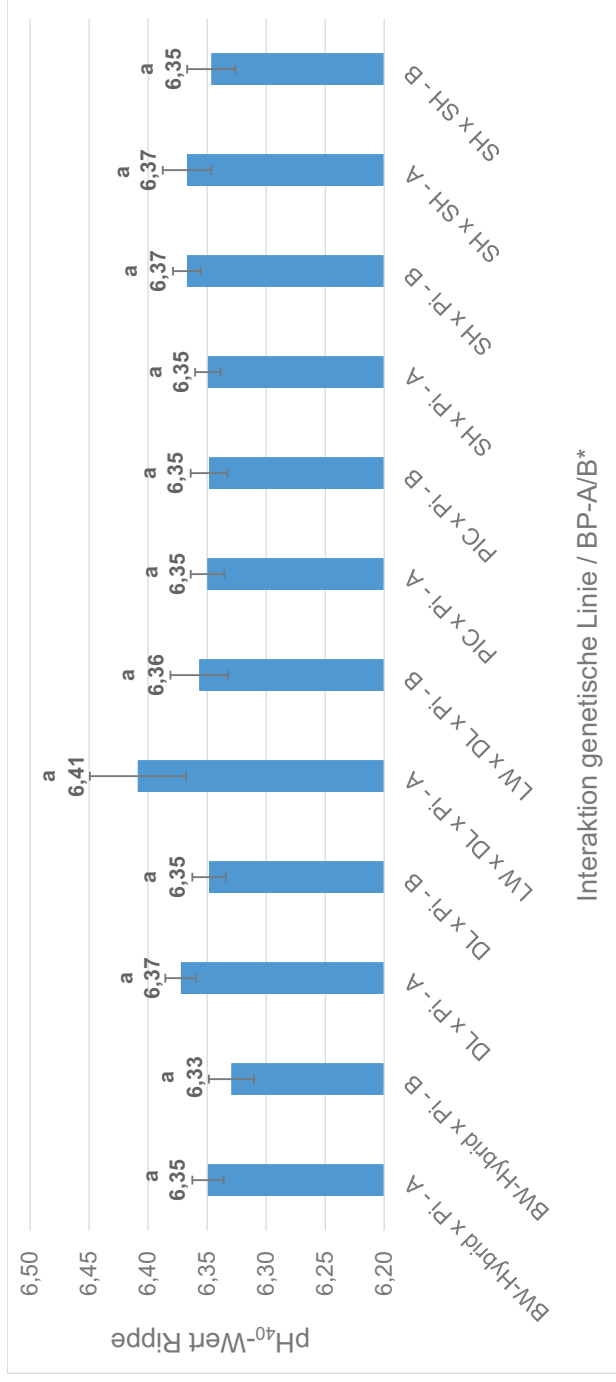
\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] mit Schlachtgruppe als fixer Effekt verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler



**Abb. 64:** pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach Interaktion Schlachtgruppe / Betäubungsprogramm A/B

BP = Betäubungsprogramm, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler

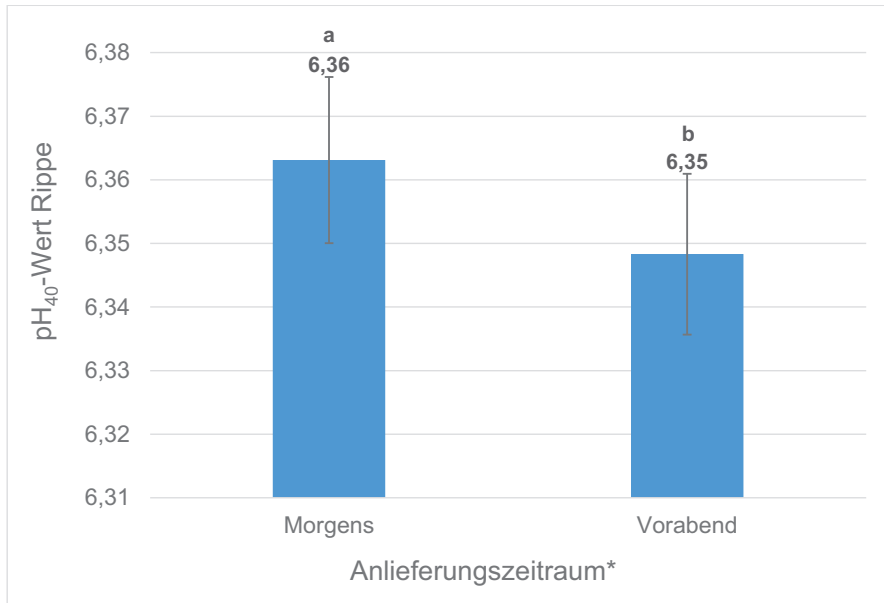
## Ergebnisse



**Abb. 65:** pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach Interaktion genetische Linie / Betäubungsprogramm A/B

BP = Betäubungsprogramm, BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, PI = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] verwendet, signifikante Unterschiede zwischen den Effektklassen lagen nicht vor (gekennzeichnet durch den Buchstaben a), Fehlerbalken = Standardfehler

Bei einer morgendlichen Anlieferung lag der mittlere pH<sub>40</sub>-Wert Rippe im Vergleich zu einer Anlieferung am Vorabend signifikant höher (6,36 vs. 6,35,  $p = 0,0403$ ; s. Abb. 66). Wurde die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb als Kovariable in das Modell [7] mit Schlachtgruppe, BP-A/B und der Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B modelliert, zeigte sich mit einem Anstieg des pH<sub>40</sub>-Wertes Rippe mit zunehmender Entfernung eine umgekehrte Tendenz wie beim pH<sub>40</sub>-Wert Schinken.



**Abb. 66:** pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach Anlieferungszeitraum

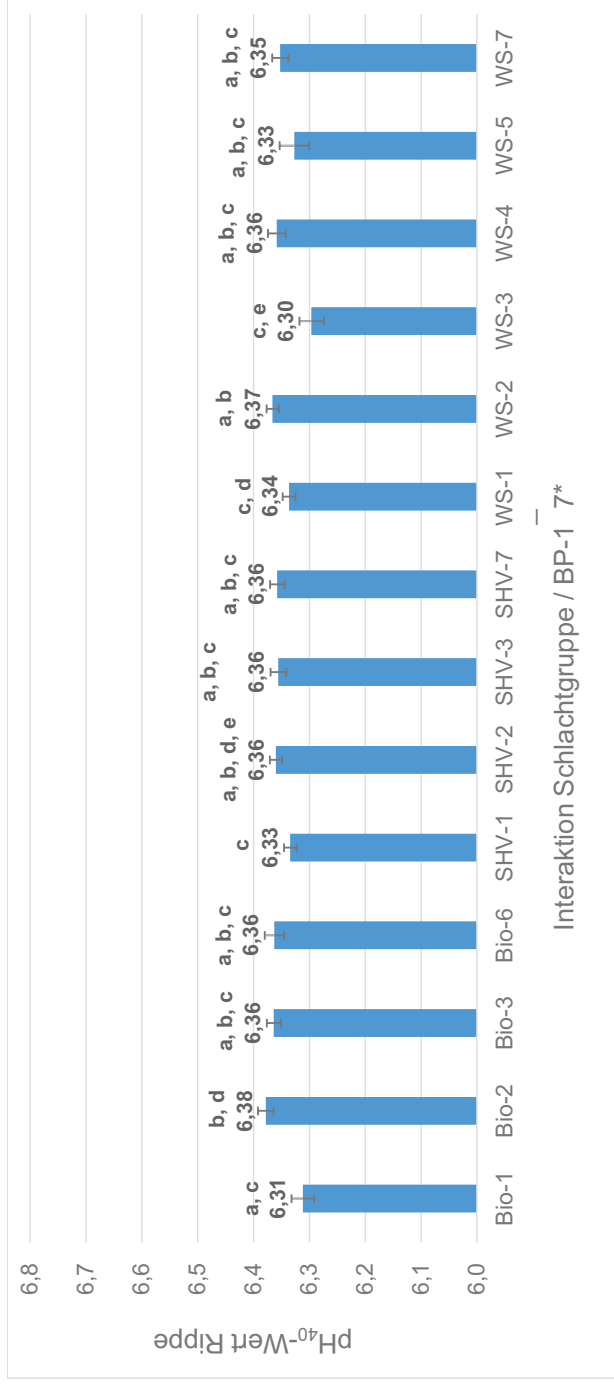
\*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] mit Schlachtgruppe und Betäubungsprogramm A/B als fixe Effekte verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

Bei Verwendung der BP-1–7 zeigte der globale F-Test (Typ III Test) für Modell [7] einen höchstsignifikanten Effekt der Interaktion Schlachtgruppe / BP-1–7 ( $p < 0,0001$ ; s. Abb. 67) auf den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe und einen signifikanten Effekt des Anlieferungszeitraumes ( $p = 0,0251$ ). Die Betäubungseffektivität ( $p = 0,2122$ ), die Effektivität des Entblutestiches ( $p = 0,4305$ ) und die Außentemperatur des Schlachttages ( $p = 0,5327$ ) hatten keinen Einfluss. Wurde in Modell [7] die Interaktion genetische Linie / BP-1–7 verwendet, blieben die signifikanten Unterschiede beim

pH<sub>40</sub>-Wert Rippe zwischen den genetischen Linien aus (s. Tab. 28). (Höchst)signifikante Effekte zeigten die BP-1–7 ( $p < 0,0001$ ), die Interaktion Genetik / BP-1–7 ( $p = 0,0051$ ) und der Anlieferungszeitraum ( $p = 0,0483$ ). Die genetische Linie ( $p = 0,6074$ ), die Betäubungseffektivität ( $p = 0,1738$ ), die Qualität des Entblutestiches ( $p = 0,4357$ ) oder die Außentemperatur des Schlachttages ( $p = 0,2099$ ) hatten keinen Einfluss.



## Ergebnisse



**Abb. 67:** pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach Interaktion Schlachtgruppe / Betäubungsprogramm 1–7

BP = Betäubungsprogramm, Bio = Schlachtgruppe der Bio-Schweine, SHV = Schlachtgruppe der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = Schlachtgruppe der weißen Mastschweine. \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a–d) = signifikante Unterschiede, Fehlerbalken = Standardfehler

**Tab. 28:** pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach Interaktion Genetik / Betäubungsprogramm 1–7

<b>Genetik / BP-1–7</b>	<b>LSM</b>	<b>Standardfehler</b>	<b>Signifikanzen</b>
BW-Hybrid x Pi / BP-1	6,34	0,01	a
BW-Hybrid x Pi / BP-2	6,36	0,01	a, b
BW-Hybrid x Pi / BP-3	6,32	0,03	a, b
BW-Hybrid x Pi / BP-4	6,33	0,03	a, b
BW-Hybrid x Pi / BP-7	6,35	0,02	a, b
DL x Pi / BP-1	6,32	0,01	a
DL x Pi / BP-2	6,40	0,02	b
DL x Pi / BP-3	6,35	0,02	a, b
DL x Pi / BP-4	6,37	0,03	a, b
DL x Pi / BP-6	6,36	0,02	a, b
DL x Pi / BP-7	6,33	0,04	a
LW x DL x Pi / BP-2	6,42	0,02	a, b
LW x DL x Pi / BP-3	6,35	0,02	a, b
PIC x Pi / BP-1	6,34	0,01	a, b
PIC x Pi / BP-2	6,36	0,02	a, b
PIC x Pi / BP-3	6,33	0,03	a, b
PIC x Pi / BP-4	6,35	0,03	a, b
PIC x Pi / BP-5	6,33	0,03	a, b
PIC x Pi / BP-6	6,35	0,03	a, b
PIC x Pi / BP-7	6,40	0,03	a, b
SH x Pi / BP-1	6,33	0,01	a
SH x Pi / BP-2	6,36	0,01	a, b
SH x Pi / BP-3	6,36	0,01	a, b
SH x Pi / BP-6	6,39	0,04	a, b
SH x Pi / BP-7	6,36	0,01	a, b

**Fortsetzung zu Tab. 28:**

<b>Genetik / BP-1–7</b>	<b>LSM</b>	<b>Standardfehler</b>	<b>Signifikanzen</b>
SH x SH / BP-1	6,33	0,03	a, b
SH x SH / BP-2	6,41	0,03	a, b
SH x SH / BP-3	6,35	0,03	a, b
SH x SH / BP-7	6,33	0,02	a, b

BP = Betäubungsprogramm, BW-Hybrid = Baden-Württembergisches Hybridschwein, Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, LW = Large White, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein, \*Least-Squares-Means (LSM) aus Modell [7] verwendet, unterschiedliche Buchstaben (a, b) = signifikante Unterschiede

### **4.3 Genotyp-Umwelt-Interaktion (GUI)**

Die Interaktion Genetik / Region des Herkunftsbetriebes hatte bei den 1389 untersuchten Bio-Schweinen keinen signifikanten Effekt auf die Betäubungseffektivität ( $p = 0,3200$ ), den  $pH_{40}$ -Wert Schinken ( $p = 0,3786$ ) und den  $pH_{40}$ -Wert Rippe ( $p = 0,7682$ ). Tabelle 29 zeigt dazu die Least-Squares-Means aus den Modellen [4] und [7]. Signifikante Unterschiede zeigten lediglich die Nachbetäubungsraten bei den genetischen Linien PIC x Pi und SH x Pi aus der Region Norden ( $p = 0,0119$ ). In dieser Region lag die Nachbetäubungsrate der Schweine der genetischen Linie PIC x Pi signifikant niedriger als die der Tiere der genetischen Linie SH x Pi.

**Tab. 29:** Nachbetäubungsrate (in %), pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und pH<sub>40</sub>-Wert Rippe nach Interaktion genetische Linie / Region

<b>genetische Linie / Region</b>	<b>Abhängige Variable</b>	<b>Least-Squares-Means</b>
DL x Pi / Norden	Nachbetäubungsrate	23,76 %
	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	6,53
	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	6,37
DL x Pi / Süden	Nachbetäubungsrate	6,56 %
	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	6,47
	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	6,34
PIC x Pi / Norden	Nachbetäubungsrate	1,17 %
	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	6,36
	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	6,31
PIC x Pi / Süden	Nachbetäubungsrate	3,33 %
	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	6,51
	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	6,34
SH x Pi / Norden	Nachbetäubungsrate	9,35 %
	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	6,53
	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	6,34
SH x Pi / Süden	Nachbetäubungsrate	10,58 %
	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken	6,59
	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe	6,36

Pi = Pietrain, DL = Deutsche Landrasse, PIC = Schweine der „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC® Deutschland GmbH, Hannover), SH = Schwäbisch-Hällisches Landschwein

## 5 Diskussion

### 5.1 Material und Methoden

Da die Untersuchungen zu dieser Arbeit in einem Schlachtbetrieb stattfanden, waren die Bedingungen und damit die Ergebnisse vergleichbar. Das Gesamtkollektiv von untersuchten 12028 Schweinen bildete eine repräsentative Stichprobe für die geplanten Untersuchungen. In vergleichbaren Studien wurden deutlich weniger Tiere untersucht ( $n = 123$  (ANIL 1991),  $n = 145$  (VÉGH et al. (2010))).

Das geplante kreuzklassifizierte Versuchsdesign aus Schlachtgruppe bzw. genetischer Linie und verwendetem BP konnte nicht immer umgesetzt werden. Gründe dafür waren die Arbeitsabläufe im Schlachtbetrieb und der Tierschutz, da während der Hauptuntersuchungen die Betäubungseffektivität durch die Änderung der Betäubungseinstellungen weiter optimiert werden sollte.

Ebenfalls aus Tierschutzgründen wurde eine Anzahl von ca. 1000 Schweinen je Schlachtgruppe festgelegt, die mit einer Kopf-Durchströmungszeit von  $\geq 4$  s betäubt wurden, da die Vorversuche gezeigt hatten, dass die Nachbetäubungsraten mit diesen Einstellungen deutlich über 1 % lagen (s. Kapitel 4.1.1). Die ca. 1000 Schweine je Schlachtgruppe, die mit dem BP-B betäubt wurden, ermöglichten einen Vergleich mit den Einstellungen des BP-A, ohne die Anzahl notwendiger Nachbetäubungen unnötig zu erhöhen. Auch ANIL und MCKINSTRY (1998) wählten die geringstmögliche Anzahl an Tieren zur Darstellung der zu untersuchenden Fragestellung, um unnötiges Leiden der Schweine zu verhindern, als sich abzeichnete, dass eine bestimmte Elektrodenposition nicht zuverlässig zu einer effektiven Betäubung führte.

Laut PÉREZ et al. (2002) erniedrigte eine Aufstallungszeit der Schweine am Schlachthof von 3 h im Vergleich zu einer fehlenden oder 9 h dauernden Aufstallungszeit den Stresslevel für die Tiere und verbesserte die Fleischqualität. Aufgrund des Arbeitsablaufes war es im Rahmen der vorliegenden Untersuchungen nicht möglich, alle Schweine für eine definierte Zeit vor der Betäubung aufzustellen, sodass der Einfluss dieses Parameters auf die Betäubungseffektivität und die Schlachtkörpermerkmale nicht analysiert werden konnte. Stattdessen wurde der Anlieferungszeitraum der Schweine in der Datenauswertung berücksichtigt.

Eine definierte Berieselung der Schweine mit Wasser vor der Betäubung im Wartestall des Schlachthofes war aus arbeitstechnischen Gründen nicht möglich. Die

Durchfeuchtung der Haut der Schweine vor der Elektrobetäubung hat potentiell einen positiven Effekt auf die Betäubungseffektivität (EFSA 2004, 2020).

Die vorliegenden Ergebnisse entstanden unter Praxisbedingungen und nicht unter standardisierten Laborbedingungen, da im Rahmen der Dissertation untersucht werden sollte, ob eine verkürzte Kopf-Durchströmungszeit für den praktischen Einsatz im Schlachtbetrieb geeignet ist. Standardisierte Laborbedingungen sind nicht direkt auf die Abläufe eines Schlachtbetriebes übertragbar. Unter Laborbedingungen lassen sich vergleichbare große Tierzahlen kaum untersuchen. Die Aussagekraft der vorliegenden Befunde zur Praxistauglichkeit einer verkürzten Kopf-Durchströmungszeit wird durch die fragliche Übertragbarkeit auf andere Schlachtbetriebe eingeschränkt, die für den Einzelfall zu untersuchen ist. Schon VÉGH et al. (2010) gelang es nicht, ein BP zu identifizieren, das in verschiedenen Schlachtbetrieben eine ausreichende Betäubungseffektivität der Schweine sicherstellte. Aus diesem Grund empfahlen die Autoren die Stromparameter für jeden Schlachtbetrieb individuell festzulegen.

Für die Fixierung der Schweine während der Elektrobetäubung wurde im Schlachtbetrieb eine eigenbaulich angepasste Hebefalle der Firma BANSS eingesetzt. Die Innenwände der Betäubungsfalle bestanden aus Metall, sodass nicht vollständig ausgeschlossen werden konnte, dass ein Teil des Stromflusses während des Betäubungsvorganges über die Betäubungsfalle auch über einen Teil der Haut der Schweine zu den Kopfelektroden abgeleitet wurde. Da alle Schweine während der Elektrobetäubung in der Betäubungsfalle fixiert wurden, galt diese Einschränkung für alle untersuchten Tiere. Die Herzelektrode befand sich im Schlachtbetrieb aus baulichen Gründen auf der rechten Körperseite der Schweine. Um ein Herzkammerflimmern während der Herz-Durchströmung bei den Tieren sicherzustellen (ANIL et al. 1997, VOGEL et al. 2011, EFSA 2020), wurde dieser Parameter vor Beginn der Hauptuntersuchungen mittels des portablen Elektrokardiogramm-(EKG)-Messgerätes *PULSOVET 3000-DS* (Firma PULSONIC MEDICAL TECHNOLOGY, Schlieren (Schweiz)) stichprobenartig verifiziert.

Die Beurteilung der Effektivität des Entblutestiches erfolgte während der Untersuchungen visuell. Die Möglichkeit, die Schweine vor und nach der Entblutung zur Ermittlung des Blutverlustes zu wiegen, war im Schlachtbetrieb nicht gegeben. Ebenso konnte die entzogene Blutmenge nicht über das Hohlstechmesser-System

bestimmt werden, da im Schlachtbetrieb bei allen Tieren zunächst ein normales Stechmesser verwendet wurde, sodass schon eine erhebliche Blutmenge ausgetreten war, bevor das Blut aufgefangen wurde. Durch eine Beurteilung des Entblutestiches nach definierten Kriterien (s. Kapitel 3.8) und durch den Einsatz desselben Stechers (Stecher 1) bei 98,77 % (n = 11880) der Schweine wurden jedoch konstante Rahmenbedingungen für die Beurteilung des Entblutestiches geschaffen.

Die überwiegend visuelle Beurteilung der Betäubungseffektivität stellt laut verschiedener Autoren eine geeignete Methode dar (ANIL und MCKINSTRY 1998, TROEGER und NITSCH 1998). Zusätzlich zur visuellen Beurteilung der Betäubungseffektivität wurden 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses bei allen Schweinen der Lidschluss- und Schmerzreflex dreimal innerhalb weniger Sekunden getestet. Verschiedene Autoren (ANIL et al. 1997, GRANDIN 2001, VOGEL et al. 2011) halten die Aussagekraft dieser Reflexe, insbesondere die der Augenreflexe im Anschluss an die Elektrobetäubung aufgrund der Stromeinwirkung für eingeschränkt. Daher wurde die Betäubungseffektivität nie alleine aufgrund der Befunde der Reflextests, sondern immer im Zusammenhang mit dem Auftreten weiterer Symptome, beurteilt (EFSA 2013, VERHOEVEN et al. 2015).

Die während der Schlachtung entstandenen Kameraaufzeichnungen dienten im Anschluss als Hilfsmittel für die Datenauswertung. Unter anderem wurden damit die Ansatzposition der Betäubungszange sowie das exakte StS-Intervall bestimmt. Eine Dokumentation der Ansatzposition der Herzelektrode war aber weder mittels Videokamera noch visuell in der Betäubungsfalle während des Betäubungsvorganges möglich. Die Fallenkonstruktion behinderte die Sicht durch die Verkleidung der Herzelektroden-Mechanik. Die Beurteilung der Herz-Durchströmung erfolgte daher auf der Basis der Aufzeichnungen des Betäubungsgerätes. Ein möglicher mangelhafter Ansatz der Herzelektrode wurde anhand des Stromverlaufs während der Herz-Durchströmung beurteilt.

Ein im Rahmen der vorliegenden Arbeit nicht genauer untersuchter Aspekt im Zusammenhang mit der Elektrobetäubung waren Schlachtkörperschäden. Bei der Elektrobetäubung kommt es häufiger als bei anderen Betäubungsmethoden (z. B. CO<sub>2</sub>) zu Schlachtkörperschäden wie Einblutungen oder Frakturen (LAMBOOIJ 1994, CHANNON et al. 2000). Dieser Aspekt bedarf, insbesondere im Hinblick auf die Varianz der Stromparameter, weiterer wissenschaftlicher Untersuchungen.

## 5.2 Ergebnisse

### 5.2.1 Vorversuche

Hinsichtlich der untersuchten Stromparameter für die Elektrobetäubung wurden im Rahmen der Vorversuche verschiedene Einstellungen getestet (s. Kapitel 3.4 und Kapitel 4.1.1). Laut BERGHAUS und TROEGER (1998) ist bei Einsatz verschiedener Frequenzen bereits nach einer Kopf-Durchströmungszeit von 0,3 s und einer Stromstärke von 1,3 A eine effektive Betäubung von Schweinen möglich. Bei Schafen führt eine Kopf-Durchströmungszeit von 1 s zu einer tierschutzgerechten Betäubungswirkung (COOK et al. 1995). Die Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 gibt keine Mindestdurchströmungszeit, sondern nur eine Stromstärke von mindestens 1,3 A für die Elektrobetäubung vor (Anhang I Kapitel II Nr. 5.2 Verordnung (EG) 1099/2009). Die EFSA (2004) empfiehlt für die Kopf-Durchströmung ebenfalls eine Mindeststromstärke von 1,3 A und eine Mindestdurchströmungszeit von 1 s. Für ein BP mit einer verkürzten Kopf-Durchströmungszeit wurden daher Einstellungen mit einer Stromstärke von mindestens 1,3 A und eine Kopf-Durchströmungszeit von 1 bzw. 1,5 s gewählt, die vorab im Schlachtbetrieb während der laufenden Schlachtung zu Nachbetäubungsraten von max. 1 % geführt hatten. Für das Vergleichs-BP gemäß der deutschen TierSchIV mit  $\geq 4$  s Kopf-Durchströmungszeit wurden verschiedene Betäubungseinstellungen untersucht. Unter anderem wurde die Empfehlung des Handbuchs Tierschutzüberwachung bei der Schlachtung und Tötung (Stand: März 2017) der AG Tierschutz der Länderarbeitsgemeinschaft Verbraucherschutz (LAV) berücksichtigt, die Stromstärke bei Frequenzen  $> 50$  Hz während der Kopf-Durchströmung zu erhöhen. Die Betäubungseinstellungen mit  $\geq 4$  s Kopf-Durchströmungszeit wurden sowohl mit einem Betäubungsgerät der Firma Fuhrmann (Neckargemünd) als auch mit einem Gerät der Firma Haas (Neuler) untersucht. Für eine bessere Vergleichbarkeit der Ergebnisse mit den BP-A/B wurden aber für die Hauptuntersuchungen Betäubungsgeräte desselben Herstellers eingesetzt. Weitere Betäubungseinstellungen mit einer Kopf-Durchströmungszeit von  $< 4$  s, neben den beschriebenen Betäubungseinstellungen (s. Kapitel 3.5), wurden aus Zeitgründen beim BP-A nicht untersucht. Dieses sollte in zukünftigen Studien nachgeholt werden, um das Betäubungsergebnis weiter zu optimieren.



### 5.2.2 Ansatzposition der Betäubungszange

Die Rohmittelwerte für die Nachbetäubungsraten nach Ansatzpositionen der Betäubungszange zeigten, dass sowohl beim BP-A als auch beim BP-B beim Ansatz der Betäubungszange hinter den Ohren im Vergleich zu einem Ansatz an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund mehr Schweine nachbetäubt werden mussten (BP-A: 3,13 % (n = 53) vs. 1,97 % (n = 135); BP-B 7,33 % (n = 138) vs. 5,22 % (n = 55)). Insgesamt lagen die Nachbetäubungsraten bei Verwendung des BP-B höher als bei Nutzung des BP-A. Die Modellrechnungen bestätigten die Ergebnisse dieser Rohmittelwerte. Laut Modell [3] hatte die Ansatzposition der Betäubungszange einen signifikanten Einfluss ( $p = 0,0036$ ) auf das Auftreten untypischen Krampfverhaltens. Bei einem Ansatz der Betäubungszange hinter den Ohren zeigten 7,51 % der Schweine untypisches Krampfverhalten, bei einem Ansatz an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund dagegen nur 5,84 %. Nach Modell [4] mussten bei einem Ansatz der Betäubungszange hinter den Ohren 4,95 % der Schweine nachbetäubt werden, bei einem Ansatz an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund betrug der Anteil 3,18 % ( $p = 0,0001$ ). Hier muss ergänzt werden, dass beim BP-B die Betäubungszange häufiger hinter den Ohren angesetzt wurde als beim BP-A. Die Interaktion Ansatzposition / BP-A/B zeigte jedoch keinen signifikanten Effekt. Auch in den Schlachtgruppen der SHV-Schweine (Nachbetäubungsrate bei Ansatz hinter den Ohren vs. Ansatz an den Schläfen bzw. zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund: 4,69 % vs. 2,83 %,  $p = 0,0071$ ) und der WS-Schweine (4,05 % vs. 2,44 %,  $p = 0,0226$ ) hatte die Ansatzposition einen signifikanten Einfluss auf die Betäubungseffektivität. In der Schlachtgruppe der Bio-Schweine war der Effekt dagegen nicht signifikant ( $p = 0,2957$ ). Wenn die Betäubungszange an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund angesetzt wurde, lag das Gehirn während der Kopf-Durchströmung sicher im Stromfluss (BSI SCHWARZENBEK 2013). Wurden bei der Ansatzposition hinter den Ohren, die Kopfelektroden am Ohrgrund der Schweine positioniert, lag auch hier das Gehirn im Stromfluss (TIERÄRZTLICHE VEREINIGUNG FÜR TIERSCHUTZ E.V. 2015). Bei einem Ansatz der Elektroden weiter kaudal am Hals oder im Nacken der Tiere wurde das Gehirn der Schweine möglicherweise nicht ausreichend durchströmt, sodass kein epileptiformer Anfall bei den Tieren ausgelöst wurde (ANIL und MCKINSTRY 1998). Ergänzend ist insbesondere für die Ansatzposition der Betäubungszange an den

Schlafen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund anzumerken, dass aus Tierschutzgründen dieser Elektrodenansatz nur erfolgen sollte, wenn sichergestellt ist, dass eine korrekte Ansatzposition erreicht werden kann. Dazu müssen die Schweine ausreichend fixiert werden, sodass keine Abwehrreaktionen auftreten. Andernfalls kann es zu fehlerhaften Elektrodenansätzen sowie Verletzungen im Bereich der Augen durch die scharfkantigen Elektroden und damit zu vermeidbaren Schmerzen bei den Tieren kommen (ANIL et al. 1997, GRANDIN 2001).

### 5.2.3 Entblutung

Laut Modell [1] hatte das StS-Intervall einen höchstsignifikanten Einfluss ( $p < 0,0001$ ) auf die Betäubungseffektivität. Die Betäubungseffektivität wurde häufiger als fraglich oder nicht ausreichend beurteilt, je größer das StS-Intervall war. Demnach sollten die rechtlich vorgegebenen Zeiten nach Ende des Betäubungsstromflusses bis zum Entblutestich unbedingt eingehalten werden (Anlage II zu § 12 Absatz 6 TierSchIV). Die Ergebnisse zeigen aber auch, dass ein StS-Intervall von  $< 10$  s und damit ein kürzeres Intervall als das gemäß Anlage II zu § 12 Absatz 6 TierSchIV maximal zulässige StS-Intervall für die Liegendentblutung angestrebt werden sollte. Auch bei ANIL (1991) nahm die Wahrscheinlichkeit, dass ein Schwein seine Wahrnehmungs- und Empfindungsfähigkeit wiedererlangt, bei einem StS-Intervall  $> 15$  s zu.

Weiterhin wurden mit Modell [2] die Einflussfaktoren auf die Effektivität des Entblutestiches untersucht. Das Auftreten untypischen Krampfverhaltens zeigte einen höchstsignifikanten Effekt ( $p < 0,0001$ ) auf die Effektivität des Entblutestiches. Zeigte ein Schwein untypisches Krampfverhalten, war es für den Stecher aufgrund der Krampfbewegungen schwieriger, den Entblutestich präzise und ausreichend groß zu setzen (ANIL et al. 2000). Als weitere mögliche Erklärung ist der Einfluss des untypischen Krampfverhaltens auf die Verkrampfung der Muskulatur und damit auf den Blutfluss sowie die austretende Blutmenge (MEILER 2006) zu nennen. Die Schlachtgruppe ( $p = 0,2308$ ), das eingesetzte BP-A/B ( $p = 0,6567$ ) sowie der Ansatz der Betäubungszange ( $p = 0,1768$ ) zeigten dagegen keinen signifikanten Effekt auf die Effektivität des Entblutestiches. Bei der Analyse des Einflusses des Personals beim Stechen mit Modell [2] ergab sich kein signifikanter Effekt ( $p = 0,9980$ ). Dieses Ergebnis steht im Widerspruch zu den Befunden von ANIL et al. (1997, 2000), wonach eine effektive Entblutung abhängig vom Personal war. Bei der Einschätzung der

Aussagekraft des vorliegenden Befundes ist zu berücksichtigen, dass bei 98,77 % (n = 11880) der untersuchten Schweine derselbe Stecher zum Einsatz kam. Die übrigen 1,23 % (n = 148) der Schweine verteilten sich auf drei weitere Stecher. Somit war die Stichprobengröße in der Vergleichsgruppe gering. Zusätzlich zur Erfassung des Personals beim Stechen wurde jeder Entblutestich separat hinsichtlich der korrekten Position und dem sofortigen schwallartigen Blutaustritt bewertet, was den Effekt des Stechers überlagerte.

### **5.2.4 Untypisches Krampfverhalten**

Bei der weiteren Untersuchung mit Modell [3] wurden sowohl die Schlachtgruppe (Bio-Schweine 8,72 %, SHV-Schweine 7,04 %, WS-Schweine 4,69 %) als auch das eingesetzte BP (BP-B 8,48 %, BP-A 5,15 %) als höchstsignifikante Einflussfaktoren für das Auftreten von untypischem Krampfverhalten identifiziert ( $p < 0,0001$ ). Zudem hatte die Ansatzposition der Betäubungszange einen signifikanten Effekt (Ansatz hinter den Ohren 7,51 %, Ansatz an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund 5,84 %,  $p = 0,0036$ ). Der Zeitraum der Anlieferung zeigte dagegen keinen signifikanten Effekt ( $p = 0,4538$ ) auf die Häufigkeit des Auftretens von untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Auswurf aus der Betäubungsfalle. Zur Einordnung dieser Befunde fehlen entsprechende wissenschaftliche Untersuchungen. In der vorliegenden Untersuchung trat untypisches Krampfverhalten aber immer dann vermehrt auf, wenn auch die Nachbetäubungsraten höher lagen. Dies war beispielsweise bei Bio-Schweinen beim BP-B oder nach Ansatz der Betäubungszange hinter den Ohren der Fall.

### **5.2.5 Betäubungseffektivität**

Laut den Rohmittelwerten für die Betäubungseffektivität mussten an Kontrollpunkt 1 3,39 % der Schweine aufgrund einer unzureichenden Betäubungswirkung nachbetäubt werden; an Kontrollpunkt 2 waren es 0,31 % und an Kontrollpunkt 3 0,20 %. Am häufigsten waren somit die Schweine direkt nach dem Auswurf aus der Betäubungsfalle von einer Nachbetäubung betroffen. Für den Wert der nachbetäubten Schweine an Kontrollpunkt 2 und 3 wurden auch Schweine inkludiert, die zuvor schon an Kontrollpunkt 1 aufgrund einer unzureichenden Betäubung nachbetäubt wurden.

Die Einflussgrößen auf die Betäubungseffektivität wurden mit Modell [4] detaillierter untersucht. Das BP zeigte einen höchstsignifikanten Effekt (BP-A 2,71 % vs. BP-B 5,79 %,  $p < 0,0001$ ) auf die Betäubungseffektivität. Bei der Analyse der einzelnen Schlachtgruppen zeigte das verwendete BP bei den Bio- und WS-Schweinen, nicht aber bei SHV-Schweinen ( $p = 0,0032$ ) einen höchstsignifikanten Effekt ( $p < 0,0001$ ) auf die Betäubungseffektivität. In allen Schlachtgruppen mussten signifikant mehr Tiere nachbetäubt werden, wenn das BP-B mit einer für die Kopf-Durchströmung höheren Stromstärke, niedrigeren Frequenz und längeren Durchströmungszeit eingesetzt wurde. Laut Modell [5] zeigte die Schlachtgruppe bei Verwendung von BP-A einen signifikanten ( $p = 0,0111$ ) und bei Verwendung von BP-B einen höchstsignifikanten ( $p < 0,0001$ ) Effekt auf die Betäubungseffektivität. Bei der Nutzung des BP-A war die Nachbetäubungsrate in der Schlachtgruppe der WS-Schweine signifikant niedriger als bei Bio- und SHV-Schweinen. Bei der Verwendung des BP-B lag dagegen die Nachbetäubungsrate der Bio-Schweine signifikant höher als die der SHV- und der WS-Schweine. Diese Ergebnisse decken sich mit den Befunden von BERGHAUS und TROEGER (1998), die mit einem Konstantstrom-Betäubungsgerät und Betäubungseinstellungen von 1,3 A, 800 Hz und 1 s für die Kopf-Durchströmung eine ausreichende Betäubungswirkung für Schweine erzielen konnten. Dagegen kamen VÉGH et al. (2017) zu dem Ergebnis, dass höhere Stromstärken zu besseren Betäubungsergebnissen führen. In der vorliegenden Untersuchung wurde aber neben der Stromstärke auch die Frequenz sowie die Durchströmungszeit angepasst, was die Betäubungseffektivität ebenfalls beeinflusst haben könnte (ANIL et al. 1997). Auch wenn in Modell [5] der Parameter BP-1–7 anstelle des Parameters BP-A/B untersucht wurde, zeigte das BP einen höchstsignifikanten ( $p < 0,0001$ ) Effekt auf die Betäubungseffektivität. Die Betäubungseffektivität unter BP-1/2 bzw. BP-3–7 unterschied sich jeweils nicht signifikant (s. Abb. 22), auch wenn für einige BP Stromstärke, Frequenz und Durchströmungszeit angepasst wurden. Daher war es möglich für die Analyse der Betäubungseffektivitäten die BP-1 und -2 zu BP-A und die BP-3–7 zu BP-B zusammenzufassen. Auch wenn alle in Modell [4] genannten Faktoren berücksichtigt wurden, führten Betäubungseinstellungen mit einer Kopf-Durchströmungszeit von 1 s in diesem Schlachtbetrieb zu besseren Betäubungsergebnissen als BP mit höheren Stromstärken, niedrigeren Frequenzen und Durchströmungszeiten von 4 bzw. 4,5 s.

Neben dem BP zeigte auch die Ansatzposition der Betäubungszange einen hochsignifikanten Effekt (Ansatz hinter den Ohren 4,95 % vs. Ansatz an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund 3,18 %;  $p = 0,0001$ ). Dieses Ergebnis wurde mit Modell [5] bestätigt. Die Ansatzposition der Betäubungszange war hier sowohl bei Verwendung des BP-A ( $p = 0,0155$ ) als auch bei Verwendung des BP-B ( $p = 0,0129$ ) signifikant. Bei beiden BP mussten signifikant mehr Schweine nachbetäubt werden, wenn die Betäubungszange hinter den Ohren angesetzt wurde. In der Schlachtgruppe der Bio-Schweine zeigte die Ansatzposition der Betäubungszange anders als für SHV-Schweine ( $p = 0,0071$ ) und WS-Schweine ( $p = 0,0226$ ) keinen signifikanten Effekt ( $p = 0,2957$ ) auf die Betäubungseffektivität. Wurde in Modell [4] für die WS-Schweine der Parameter BP-A/B durch den Parameter BP-1–7 ersetzt, war der Einfluss des BP auf die Betäubungseffektivität höchstsignifikant ( $p < 0,0001$ ). Auch unter diesen Bedingungen war die Ansatzposition der Betäubungszange für die Betäubungseffektivität irrelevant ( $p = 0,3036$ ). Für die Auslösung eines epileptiformen Anfalls muss das Gehirn von einer ausreichenden Stromstärke durchströmt werden (EFSA 2020). Die Raten der unzureichenden Betäubungswirkung und des Ausbleibens typischer epileptiformer Krampfaktivitäten deuten darauf hin, dass bei der Ansatzposition der Betäubungszange hinter den Ohren das Gehirn häufiger nicht von einer ausreichenden Stromstärke durchströmt wird als bei einem Ansatz der Betäubungszange an den Schläfen oder zwischen Schläfe und gegenüberliegendem Ohrgrund. Wie in Kapitel 5.2.2 dargestellt wurde teilweise während der laufenden Schlachtungen beispielsweise aufgrund von Bewegungen des Schweines in der Betäubungsfalle die Betäubungszange beim Ansatz hinter den Ohren zu weit entfernt vom Ohrgrund angesetzt. Bei einer Ansatzposition am Hals oder im Nacken der Tiere reicht die eintreffende Stromstärke im Gehirn zur Auslösung eines epileptiformen Anfalls nicht mehr aus (EFSA 2020). Dieses Ergebnis verdeutlicht noch einmal die Bedeutung der korrekten Ansatzposition für die Betäubungseffektivität (GRANDIN, 1980, 2001, ANIL und MCKINSTRY 1998).

Weiter war die Betäubungseffizienz in den Schlachtgruppen signifikant verschieden (Bio-Schweine 5,36 %, SHV-Schweine 3,69 %, WS-Schweine 3,16 %,  $p = 0,0021$ ). Zudem korrelierte in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine der MFA hochsignifikant ( $p = 0,0002$ ) mit der Betäubungseffektivität; je niedriger der MFA war, desto höher waren die Nachbetäubungsraten. WOTTON et al. (1992) identifizierten eine Korrelation zwischen der Streuung des Stromfeldes und der Zusammensetzung des

Gewebes eines Schweines. Daher empfehlen LAMMENS et al. (2006) Betäubungseinstellungen u. a. in Abhängigkeit der Gewebezusammensetzung der Schweine zu entwickeln. Beide Arbeitsgruppen (WOTTON et al. 1992, LAMMENS et al. 2006) nutzten aber Konstantspannungs-Betäubungsgeräte. Bei Verwendung von Konstantstrom-Betäubungsgeräten, wie in den vorliegenden Hauptuntersuchungen, sind Schwankungen der Stromamplitude aufgrund der Gewebebeschaffenheit auszuschließen. Eine weitere mögliche Erklärung für die höheren Nachbetäubungsraten bei Bio-Schweinen ist das höhere Schlachtgewicht der Tiere. Laut ANIL (1991) sollte mit steigenden Schlachtgewichten der Schweine die Stromstärke für die Kopf-Durchströmung der Elektrobetäubung erhöht werden. In der vorliegenden Untersuchung erwies sich jedoch das Schlachtgewicht in Modell [4] nicht als signifikanter Einflussfaktor für die Betäubungseffektivität bei Bio-Schweinen ( $p = 0,9902$ ). Da der resultierende AIC-Wert des Modells schlechter wurde, wurde das Schlachtgewicht im finalen Modell nicht berücksichtigt. Weiter hätten die stärkere Beborstung und eventuelle Verschmutzung der Bio-Schweine aufgrund einer Haltung mit Außenklimabereich den Stromfluss während der Elektrobetäubung behindert haben können. Mit den verwendeten penetrierenden Rundelektroden ließen sich diese Faktoren aber ausschließen (SPARREY und WOTTON 1997). Wurde in dem Modell die Schlachtgruppe als fixer Effekt durch die genetische Linie ersetzt, erwies sich diese als signifikanter Effektor ( $p = 0,0037$ ) auf die Betäubungseffektivität. Nachbetäubungsraten bei der genetischen Linie PIC x Pi lagen signifikant niedriger als bei Schweinen der genetischen Linien DL x Pi, LW x DL x Pi und SH x Pi. Da Schweine der genetischen Linie PIC x Pi sowohl bei den Bio-Schweinen als auch bei den WS-Schweinen vertreten waren und sowohl mit dem BP-A als auch mit dem BP-B betäubt wurden, kann ein Einfluss des genetischen Hintergrundes eines Schweines auf die Betäubungseffektivität vermutet werden, wie er schon von ANIL et al. (1997) und VÉGH et al. (2010) beschrieben wurde. Ein abweichender MFA der genetischen Linie PIC x Pi als Grund für die signifikant niedrigeren Nachbetäubungsraten kann ausgeschlossen werden, da sich die MFA-Werte der Linien PIC x Pi und DL x Pi nicht signifikant voneinander unterschieden, obwohl die Nachbetäubungsraten signifikant voneinander abwichen.

Auch die Effektivität der Entblutung hatte einen höchstsignifikanten Einfluss ( $p < 0,0001$ ) auf die Betäubungseffektivität. Doch ergaben sich mit diesem Effekt im Modell [4] schlechtere AIC-Werte und für die Mittelwerte zusätzlich verzerrte

Schätzwerte, sodass die Effektivität der Entblutung im finalen Modell nicht inkludiert wurde. Ein Grund für die Beeinflussung der Betäubungseffektivität ist der signifikante Effekt des Entblutestiches auf das untypische Krampfverhalten. Die gegenseitige Beeinflussung der beiden Effekte Entblutestich und Betäubungseffektivität ist eine Erklärung für die Verzerrung der Schätzwerte. Wie bereits in den Dissertationen von MEILER (2006) und ARNOLD (2015) angemerkt, war die Betäubungswirkung bei der Elektrobetäubung trotz der Herz-Durchströmung nicht bei jedem Tier irreversibel, sodass die Entblutung anstelle eines Herzkammerflimmerns zum Tod der Tiere führte. Somit war nicht jedes Schwein, bei dem kein Fehler während der Herz-Durchströmung festgestellt wurde, auch ausreichend betäubt. Ein fehlerhafter Herzelektrodenansatz konnte in der vorliegenden Untersuchung nicht in jedem Fall ausgeschlossen werden. Zudem wurden sowohl für das BP-A als auch für das BP-B während der Herz-Durchströmung Frequenzen von 100 Hz eingesetzt. Für ein sicheres Auslösen von Herzkammerflimmern sollten aber niedrigere Frequenzen von 50 Hz angewendet werden (EFSA 2020). Die in der vorliegenden Untersuchung beim BP-B verwendeten Betäubungseinstellungen mit einer Herz-Durchströmung mit einer Frequenz von 50 Hz wurden jedoch aufgrund von Nachbetäubungsraten  $> 1\%$  verworfen (BSI SCHWARZENBEK 2013). Bei einem solchen Vorgehen mussten sogar mehr Schweine nachbetäubt werden, als mit dem BP-A mit einer Frequenz von 100 Hz bei der Herz-Durchströmung.

Der Anlieferungszeitraum der Schweine ( $p = 0,2452$ ) und die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb ( $p = 0,2480$ ) beeinflusste die Betäubungseffektivität nicht signifikant. Wurde aber die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb in Modell [4] mit der Genetik untersucht, war ein signifikanter Einfluss der Entfernung auf die Betäubungseffektivität nachweisbar ( $p = 0,0193$ ). Bei Bio-Schweinen stieg mit zunehmender Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb die Nachbetäubungsrate an. Die längere Transportzeit könnte zu einer höheren Stressbelastung der Schweine geführt und somit die Betäubungseffektivität verringert haben (FEDERATION OF VETERINARIANS OF EUROPE 2008, NIELSEN et al. 2011). Differenziert nach BP-A/B im Modell [5] zeigte der Anlieferungszeitraum der Tiere mit dem BP-B ( $p = 0,0403$ ) nicht aber mit dem BP-A ( $p = 0,7193$ ) einen signifikanten Effekt. Hier mussten mehr Schweine nachbetäubt werden, wenn sie am Morgen des Schlachttages statt am Abend des Vortages angeliefert wurden.

Die für 1389 Bio-Schweine getestete Interaktion Genetik / Region des Herkunftsbetriebes zeigte keinen signifikanten Effekt auf die Betäubungseffektivität ( $p = 0,3200$ ). Schweine der Gruppe PIC x Pi / Norden zeigten aber signifikant niedrigere Nachbetäubungsraten als Schweine der Gruppe SH x Pi / Norden ( $p = 0,0119$ ). Somit kann im Einzelfall auch die GUI die Betäubungseffektivität eines Schweines bei einer Elektrobetäubung beeinflussen. Dieser Aspekt sollte in weiterführenden Studien berücksichtigt werden.

### 5.2.6 Schnappatmung

In der vorliegenden Untersuchung wurde zwischen *Maulöffnen* (einmaliges Öffnung) und *Schnappatmung* (mehrmaliges Öffnen und Schließen des Mauls) bei den Schweinen unterschieden (s. Kap. 3.10). Diese beiden Reaktionsmuster wurden differenziert betrachtet, da sich im Laufe der Untersuchungen herausstellte, dass sie immer getrennt voneinander auftraten. Das *Maulöffnen* erfolgte direkt nach Auswurf der Schweine aus der Betäubungsfalle und endete mit dem Schließen des Mauls nach Abklingen der tonischen Krampfphase. Eine *Schnappatmung*, bei dem das Maul mindestens zweimal geöffnet und anschließend wieder geschlossen wurde, trat erst beim Übergang von der tonischen in die klonische Krampfphase des epileptiformen Anfalls oder später auf. Weiter war auch ein Luftziehen der Tiere möglich. *Atmung* als weitere mögliche Abstufung wurde in der vorliegenden Untersuchung nicht berücksichtigt, da nicht bei jedem Schwein mit *Schnappatmung* ein Luftziehen nachgewiesen bzw. ausgeschlossen werden konnte. Eine detailliertere Beschreibung der aufgetretenen Schnappatmungen erfolgte aus Zeitgründen nur für einen Teildatensatz von 4675 Schweinen im Anschluss an die Schlachtung mithilfe der Kameraaufzeichnungen. Hier wurde exakt gemessen, wann (in Sekunden) die erste und letzte Schnappatmung nach Ende des Betäubungsstromflusses auftrat und welche Abstände zwischen den einzelnen Schnappatmungen lagen. Bei mehr als vier Schnappatmungen wurde auch der Zeitpunkt der Nachbetäubung dokumentiert. In der Studie von ANIL (1991) wurde eine regelmäßige Atmung mit mehr als 18 Atemzügen als Anzeichen eines wiederkehrenden Wahrnehmungs- und Empfindungsvermögens und damit eines funktionsfähigen Hirnstamm betrachtet. Um dies zu verhindern, wurde für die vorliegende Untersuchung gemäß den Empfehlungen des BSI SCHWARZENBEK (2013) festgelegt, dass ein Schwein ab vier Schnappatmungen nachbetäubt werden musste. Da der Nachbetäubungsvorgang eine gewisse Zeit in



Anspruch nahm, konnten aber auch mehr als vier Schnappatmungen auftreten. Nach ANIL et al. (1997) fällt das Einsetzen der Atmung immer mit dem Ende der epileptiformen Aktivitäten zusammen. Die ersten Schnappatmungen traten nach Ende des Betäubungsstromflusses beim BP-A im Mittel nach 26,19 s und beim BP-B nach 24,82 s auf, was darauf hindeutet, dass die epileptiformen Aktivitäten beim BP-A im Mittel 1,37 s länger andauerten als beim BP-B. Dieses Ergebnis steht im Widerspruch zu den Befunden von VÉGH et al. (2017), wonach eine höhere Stromstärke auch zu einer länger anhaltenden Betäubungswirkung führt. Zudem traten beim BP-B insgesamt mehr Schweine mit Schnappatmung auf als beim BP-A (2,15 % (n = 65) vs. 1,82 % (n = 30)) und mehr Tiere mit mindestens vier Schnappatmungen (1,52 % (n = 46) vs. 1,03 % (n = 17)). Die Abstände zwischen den einzelnen Schnappatmungen wurden beim BP-A immer geringer (5,03 s – 4,10 s – 3,28 s – 2,91 – 2,96 s), während sie beim BP-B weitgehend konstant blieben (4,52 s – 4,04 s – 3,88 s – 4,01 s – 4,69 s). Allerdings nimmt die Aussagekraft der Befunde mit zunehmender Anzahl der Schnappatmungen aufgrund der sinkenden Anzahl der Schweine ab. Das häufigere Auftreten von mehr als vier Schnappatmungen beim BP-B im Vergleich zum BP-A ist ein möglicher Hinweis auf eine weniger effektive Betäubungswirkung.

### 5.2.7 Betäubungsaufzeichnungen

Die Betäubungsaufzeichnungen belegten, dass es beim BP-A bei 83,77 % (n = 7524) der Schweine keine Abweichungen im Stromverlauf gab, beim BP-B war dies nur bei 78,82 % (n = 2401) der Tiere der Fall. Mit 7,11 % (n = 1176) beim BP-A und 17,63 % (n = 537) beim BP-B wurde in beiden Gruppen am häufigsten eine fehlerhafte Kopf-Durchströmung dokumentiert. Grund für die häufigeren Abweichungen im Kopfstromverlauf beim BP-B ist möglicherweise die um 3 bzw. 3,5 s verlängerte Stromflusszeit, in der entsprechend auch die Wahrscheinlichkeit des Auftretens von Fehlern stieg. Zum Ausschluss von Fehlern während der Kopf-Durchströmung für alle BP muss der Kontakt zwischen Schwein und Elektroden optimiert werden, um einen optimalen Stromfluss zu gewährleisten (ANIL et al. 1997, SPARREY und WOTTON 1997).

### 5.2.8 Schlachtgewicht und Muskelfleischanteil

Laut dem globalen F-Test (Typ III Test) für Modell [6] hatten die Schlachtgruppe, die Interaktion Schlachtgruppe / Herkunftsbetrieb und die Außentemperatur des Schlachttages einen höchstsignifikanten Effekt ( $p < 0,0001$ ) auf das Schlachtgewicht der Schweine. Das mittlere Schlachtgewicht der Bio-Schweine betrug 100,07 kg, das der SHV-Schweine 96,71 kg und das der WS-Schweine 97,67 kg. Der durchschnittliche MFA lag bei Bio-Schweinen bei 55,54 %, bei SHV-Schweinen bei 56,18 % und bei WS-Schweinen bei 59,24 %. Das höchste mittlere Schlachtgewicht zeigten mit 100,07 kg die Bio-Schweine, da diese schwerer ausgemästet werden als konventionell gehaltene Schweine. Bio-Schweine sind zum Zeitpunkt der Schlachtung älter und haben daher auch ein höheres Lebend- bzw. Schlachtgewicht (HEMPLER 2013). Die SHV-Schweine wiesen mit 95,60 kg das niedrigste Schlachtgewicht auf. Da das SH-Schwein zu den Fettschweinen zählt (SLOW FOOD DEUTSCHLAND E.V. 2018) besitzen die Tiere verglichen mit magereren genetischen Linien wie Pi-Schweine einen höheren Fettgehalt im Schlachtkörper und damit einen niedrigeren MFA. Durch die Schlachtung bei einem relativ niedrigen Schlachtgewicht soll der Fettanteil trotz des genetischen Hintergrundes der SHV-Schweine in einem für die Verbraucher akzeptablen Rahmen liegen, um das Fleisch vermarkten zu können.

Bezüglich des MFA waren die Schlachtgruppe, die Interaktion Schlachtgruppe / Herkunftsbetrieb, und die Außentemperatur des Schlachttages höchstsignifikante Einflussfaktoren ( $p < 0,0001$ ). Dabei hat die Temperatur am Schlachttag keinen direkten Effekt auf den MFA, steht aber stellvertretend für die Temperatur im Zeitraum der Mast. Bio-Schweine hatten neben dem höchsten Schlachtgewicht mit 55,54 % den niedrigsten MFA. WS-Schweine zeigten dagegen mit 59,67 % den höchsten MFA der drei Schlachtgruppen. Der MFA hängt von verschiedenen Faktoren ab. Verschiedene Untersuchungen belegen einen Einfluss der Haltungsform, wonach ein Außenklimabereich zu einem niedrigeren Fettanteil führt (BÄRLOCHER et al. 2003, JUSKA et al. 2013). Weitere Einflussfaktoren des MFA sind das Fütterungssystem, die Futtermittel sowie der genetische Hintergrund der Schweine (NÜRNBERG et al. 1997, BÄRLOCHER et al. 2003, GROß und DLR WESTERWALD-OSTEIFEL 2009). Zu der Schlachtgruppe der WS-Schweine zählten genetische Linien (z. B. Pi-Schweine), die mageres Schweinefleisch liefern (GROß und DLR WESTERWALD-OSTEIFEL 2009). Laut den vorliegenden Daten nahmen mit zunehmender Außentemperatur das Schlachtgewicht ab und der MFA zu. Auch in anderen Studien lieferten im Sommer

geschlachtete Schweine niedrigere und im Winter geschlachtete Tiere höhere Schlachtgewichte (NAKEV et al. 2016, ČOBANOVIĆ et al. 2020). Als Ursache hierfür sehen ČOBANOVIĆ et al. (2020) unterschiedliche Umgebungstemperaturen, die sich auf das Wohlbefinden und damit auch auf die Futteraufnahme der Tiere auswirken. Der mit steigender Außentemperatur des Schlachttages zunehmende MFA deckt sich mit den Befunden von NAKEV et al. (2016), die im Frühjahr und Sommer, verglichen mit Herbst und Winter, höhere MFA-Werte fanden. In der vorliegenden Untersuchung konnten die Schlachtgruppe bzw. der genetische Hintergrund der Schweine, die Interaktion Schlachtgruppe / Genetik, der Herkunftsbetrieb sowie die Außentemperatur als mögliche Einflussfaktoren analysiert werden. Mögliche Einflussfaktoren wie das Fütterungssystem und die Zusammensetzung der Futtermittel (BÄRLOCHER et al. 2003, GROß und DLR WESTERWALD-OSTEIFEL 2009) waren nicht bekannt, wurden aber über den Effekt des Herkunftsbetriebes mit in die Untersuchung einbezogen.

### **5.2.9 pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und pH<sub>40</sub>-Wert Rippe**

Für den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken ergab der globale F-Test (Typ III Test) des Modells [7] höchstsignifikante Effekte für die Schlachtgruppe, den Herkunftsbetrieb, das BP-A/B, die Außentemperatur des Schlachttages und die Interaktion Schlachtgruppe / BP ( $p < 0,0001$ ). Der Effekt des Zeitraums der Anlieferung war signifikant ( $p = 0,0025$ ). Dagegen zeigten die Bewertung bzw. Qualität des Entblutestiches ( $p = 0,3400$ ) und die Betäubungseffektivität ( $p = 0,3799$ ) keinen Einfluss auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken.

Im selben Modell identifizierte der globale F-Test (Typ III Test) nur den Herkunftsbetrieb ( $p < 0,0001$ ) als höchstsignifikanten Einflussfaktor für den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe. Signifikante Effektoren waren der Anlieferungszeitraum der Tiere ( $p = 0,0403$ ), und die Interaktion Schlachtgruppe / BP ( $p = 0,0355$ ). Die Schlachtgruppe ( $p = 0,5333$ ), das BP ( $p = 0,7206$ ), die Betäubungseffektivität ( $p = 0,2098$ ), die Außentemperatur des Schlachttages ( $p = 0,1124$ ) und die Qualität des Entblutestiches ( $p = 0,4350$ ) hatten dagegen keinen signifikanten Einfluss auf den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe. Somit beeinflussten die Schlachtgruppe und das BP-A/B zwar den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken, nicht aber den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe. Eine mögliche Erklärung für den höheren pH<sub>40</sub>-Wert Schinken beim BP-A im Vergleich zum BP-B sind die tonisch-klonischen Krampfaktivitäten des epileptiformen Anfalls. Diese waren beim BP-B durch die höhere Stromstärke, niedrigeren Frequenzen und längere Durchströmungszeit stärker

ausgeprägt als nach der Betäubung mit dem BP-A. Auch in anderen Untersuchungen bestand ein Zusammenhang der Stromparameter und der Intensität der tonisch-klonischen Krampfaktivitäten des epileptiformen Anfalls (ANIL und MCKINSTRY 1992, LAMBOOIJ 1994, LAMBOOIJ et al. 1996). Von den Bewegungen der Krampfaktivitäten (z. B. Paddel- und Trittbewegungen) war die Schinken-Partie stärker betroffen als die Rippen-Partie. Die folgende stärkere Anreicherung von Laktat im Schinken während des Entblutungsprozesses erklärt die stärkere Absenkung des pH<sub>40</sub>-Wertes (VAN DER WAL et al. 1997).

Durch die Berücksichtigung des Effekts der Entblutung sollte analysiert werden, ob ein kleinerer Entblutestich und ein damit zusammenhängender geringerer Blutverlust und höherer Restblutgehalt im Schlachtkörper die pH<sub>40</sub>-Werte beeinflusste. In der vorliegenden Untersuchung zeigte die Effektivität der Entblutung weder einen signifikanten Effekt auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken noch auf den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe. WARRIS (1977) sowie CHRYSSTAL et al. (1981) kamen in ihren Untersuchungen zu dem gleichen Ergebnis.

Ferner wurde untersucht, ob eine nicht ausreichende Betäubungseffektivität bzw. eine erforderliche Nachdurchströmung des Schweins, bei der sich die Muskulatur wiederholt kontrahiert, die pH<sub>40</sub>-Werte und damit die Fleischqualität beeinflusst. Dabei zeigte sich, dass eine elektrische Nachbetäubung mit den verwendeten Stromparametern weder den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken noch den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe signifikant beeinflusste. Mögliche Schlachtkörperschäden durch eine erneute elektrische Durchströmung (z. B. Einblutungen, Knochenbrüche), wie von CHANNON et al. (2000) und WOTTON et al. (1992) beschrieben, wurden nicht untersucht.

Stress wurde in zahlreichen Untersuchungen als weiterer Einflussfaktor auf den pH<sub>40</sub>-Wert von Schweinefleisch identifiziert (GRANDIN 1980, HAMBRECHT et al. 2004, SCHUCHMANN und SCHUCHMANN 2005, CORREA et al. 2010, D'EATH et al. 2010, DOKMANOVIC et al. 2015, FAUCITANO 2018). Laut FAUCITANO (2018) beeinflusst bereits der Herkunftsbetrieb der Schweine durch den Ablauf der Ausstellung, den Verladevorgang und die Handhabung der Tiere ihre Reaktion auf Stress bei der Schlachtung sowie die Fleischqualität. Dieser Zusammenhang erklärt möglicherweise auch den Effekt des Herkunftsbetriebes der Schweine auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe in der vorliegenden Studie.

Bei ihren Untersuchungen zur Fleischqualität fanden BRANDT et al. (2009) keinen Einfluss der GUI auf den pH-Wert sowie die elektrische Leitfähigkeit des Fleisches. Die GUI beeinflusste aber andere Fleischeigenschaften wie den intramuskulären Fettgehalt und das Fettsäuremuster. Auch in der vorliegenden Untersuchung zeigte die GUI der Bio-Schweine keinen Zusammenhang zum pH<sub>40</sub>-Wert-Schinken oder pH<sub>40</sub>-Wert Rippe.

Weiter hatte in der vorliegenden Analyse die Außentemperatur des Schlachttages einen signifikanten Effekt auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken. Mögliche Erklärungen für diesen Zusammenhang sind der Hitzestress im Sommer bzw. Kältestress im Winter während des Transports und in der Anlieferungssituation (EFSA 2020).

Auch der Anlieferungszeitraum beeinflusste den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken und den pH<sub>40</sub>-Wert Rippe. Schweine, die am Vorabend angeliefert wurden, zeigten niedrigere pH<sub>40</sub>-Werte als Tiere, die am Morgen des Schlachttages angeliefert wurden. Möglicherweise stellte die längere Aufstellungszeit über Nacht am Schlachtbetrieb eine Stresssituation für die Tiere dar (GRANDIN 1980, HAMBRECHT et al. 2004, D'EATH et al. 2010).

Laut TERLOUW (2005) hat auch die Rasse der Schweine einen Einfluss auf ihre Stressreaktion sowie auf den pH<sub>40</sub>-Wert des Fleisches. Dies zeigte sich in der vorliegenden Untersuchung an dem höchstsignifikanten Effekt ( $p < 0,0001$ ) der Schlachtgruppe auf den pH<sub>40</sub>-Wert Schinken.

Abschließend ist festzuhalten, dass sich die gemessenen pH<sub>40</sub>-Werte in der vorliegenden Untersuchung unabhängig von den Einflussfaktoren auf dem gleichen Niveau bewegten. Nur für einzelne Schlachtkörper wurden mittlere pH<sub>40</sub>-Werte  $< 5,6$  ermittelt, was auf eine Qualitätsabweichung des Fleisches in Form von PSE-Fleisch hindeutet (ANONYM 2021b). Damit hatten die Einflussfaktoren der pH<sub>40</sub>-Werte keine praktische Relevanz. Sie können aber Hinweise liefern, welche Einflussfaktoren auch in anderen Schlachtbetrieben zu berücksichtigen sind, um die Fleischqualität in Bezug auf die pH<sub>40</sub>-Werte zu verbessern.

### 5.3 Fazit und Vorschläge für die Umsetzung in der Praxis

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit belegen, dass eine verkürzte Kopf-Durchströmungszeit bei der Elektrobetäubung im Vergleich zu Betäubungseinstellungen mit  $\geq 4$  s Kopf-Durchströmungszeit, die der deutschen TierSchIV entsprechen, in verschiedenen Schlachtgruppen und genetischen Linien zu niedrigeren Nachbetäubungsraten führen. Zur Gewährleistung einer tierschutzkonformen Schlachtung sollte die Möglichkeit bestehen, die Elektrobetäubung von Schweinen individuell an die Gegebenheiten des Schlachtbetriebs anzupassen. Zu den variablen Faktoren gehören insbesondere die zu schlachtende Tierkategorie, das Personal sowie das eingesetzte Betäubungsgerät. Zur individuellen Festlegung der Stromparameter sollte in jedem Schlachtbetrieb eine repräsentative Anzahl an Schlachtschweinen untersucht werden. Stromparameter mit einer ausreichenden Betäubungseffektivität und einer Nachbetäubungsrate  $< 1$  % sollten in den Standardarbeitsanweisungen eines Betriebes festgelegt werden. Weiter sollte die Betäubungseffektivität für die festgelegten Stromparameter fortlaufend kontrolliert werden. Die Stichprobengröße der kontrollierten Schweine sollte deutlich über den Vorgaben aus dem Handbuch Tierschutzüberwachung bei der Schlachtung und Tötung (Stand: März 2017) der AG Tierschutz der Länderarbeitsgemeinschaft Verbraucherschutz (LAV) von mindestens 10 % der täglich geschlachteten Schweine und mindestens 20 Tiere liegen. Bei Bedarf müssen die Betäubungseinstellungen weiter angepasst werden.

Laut den vorliegenden Untersuchungen hängt die Betäubungseffektivität signifikant von der Schlachtgruppe und von der genetischen Linie der Schweine ab. Bei Bio-Schweinen sank die Nachbetäubungsrate bei zunehmendem MFA. Daher sind die BP in den Schlachtbetrieben an die dort geschlachteten genetischen Linien anzupassen. Denkbar sind auch verschiedene BP für verschiedene Schlachtgruppen in einem Schlachtbetrieb. Dazu müssen im Schlachtbetrieb schon vor der Schlachtung Informationen zum genetischen Hintergrund der Schweine vorliegen, damit diese im Schlachtbetrieb sortiert und mit geeigneten BP betäubt werden. Für die Anpassung der BP an die genetischen Linien der Schweine sind weitere Studien erforderlich. Dazu zählen auch die Analyse von Pedigreedaten oder Single-nucleotide-polymorphism-(SNP)-Markerdaten und deren Effekte auf die Betäubungseffektivität. So kann untersucht werden, ob innerhalb der Schweinerassen erbliche Komponenten vorhanden sind, die die Betäubungseffektivität beeinflussen.

Neben den Betäubungseinstellungen und der genetischen Linie der Schweine beeinflussten in der vorliegenden Studie auch die Ansatzposition der Betäubungszange, die Qualität des Entblutestiches sowie das StS-Intervall die Betäubungseffektivität. Vor der Elektrobetäubung sollte sichergestellt werden, dass die gewählte Ansatzposition der Betäubungszange einerseits einen zuverlässigen Stromfluss durch das Gehirn gewährleistet, andererseits aber auch eine möglichst geringe Stressbelastung für die Schweine bedeutet. Daher sind eine geeignete Fixierung der Schweine sowie gut geschultes Personal unerlässlich. Die anschließende Entblutung sollte so schnell wie möglich als Bruststich mit einer ausreichenden Größe durchgeführt werden. Das StS-Intervall sollte deutlich unter den maximal zulässigen Zeitspannen von 10 s für die Liegendentblutung und 20 s für die Entblutung im Hängen liegen (Anlage II zu § 12 Absatz 6 TierSchIV).

Weiter hat laut der vorliegenden Ergebnisse die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb der Bio-Schweine und damit die Transportzeit einen signifikanten Einfluss auf die Betäubungseffektivität. Eine Verkürzung der Transportzeit könnte somit die Betäubungswirkung verbessern.

Der  $\text{pH}_{40}$ -Wert Schinken wurde in der vorliegenden Analyse durch das BP, die Schlachtgruppe und die genetischen Linie der Schweine beeinflusst. SHV-Schweine zeigten signifikant höhere  $\text{pH}_{40}$ -Werte Schinken als Bio- und WS-Schweine und mit dem BP-A betäubte Schweine höhere Werte als mit BP-B betäubte Tiere. Diese Ergebnisse verdeutlichen, dass neben der Betäubungseffektivität auch der  $\text{pH}_{40}$ -Wert als Fleischqualitätsparameter durch die Anpassung der Betäubungseinstellungen optimiert werden kann. Zusätzlich erwiesen sich auch die Rahmenbedingungen der Schlachtung (z. B. Herkunftsbetrieb, Außentemperatur des Schlachttages, Anlieferungszeitraum der Schweine) als Einflussfaktoren für den  $\text{pH}_{40}$ -Wert Schinken und teilweise den  $\text{pH}_{40}$ -Wert Rippe. Beispielsweise lagen beide  $\text{pH}_{40}$ -Werte höher, wenn die Schweine am Morgen des Schlachttages anstelle am Vorabend angeliefert wurden. Neben den Stromparametern lässt sich somit auch durch eine Anpassung der Rahmenbedingungen der Schlachtung die Fleischqualität optimieren.

## 6 Zusammenfassung

Für die Schweineschlachtung ist in Deutschland die Elektrobetäubung und die Betäubung mittels Kohlenstoffdioxid zugelassen, wobei letztere aufgrund der für die Tiere belastenden Einleitungsphase kontrovers diskutiert wird. Für die Elektrobetäubung von Mastschweinen gelten in Deutschland die Verordnung der Europäischen Gemeinschaft (EG) Nr. 1099/2009 sowie die Tierschutz-Schlachtverordnung (TierSchIV) zur Durchführung dieser Verordnung. Die Elektrobetäubung führt, korrekt angewandt, unmittelbar zu einer Wahrnehmungs- und Empfindungslosigkeit der Schweine. Dennoch kommt es auch im Rahmen der Elektrobetäubung zu Fehlbetäubungen. Die aktuell geltenden rechtlichen Vorgaben für die Elektrobetäubung von Mastschweinen beruhen insbesondere auf Labordaten aus dem Jahr 1978. Die technischen Gegebenheiten in den Schlachtbetrieben wurden seitdem weiterentwickelt. Zudem haben sich die Schlachtschweine verändert, da andere Kreuzungen und genetische Linien mit variablen Schlachtkörpermerkmalen genutzt werden. Mit der vorliegenden Studie sollten Stromparameter identifiziert werden, die effektiver als die aktuellen rechtlichen Vorgaben die Zahl der Fehlbetäubungen reduzieren und somit den Tierschutz verbessern. Zusätzlich wurden weitere Einflussfaktoren auf die Betäubungseffektivität und Schlachtkörpermerkmale untersucht. Im Fokus stand der genetische Hintergrund der Schweine, für den ein Effekt auf die Betäubungseffektivität angenommen wurde.

Für die Untersuchungen wurden 12028 Schweine verschiedener genetischer Linien, eingeteilt in die Schlachtgruppen Bio-Schweine, Schwäbisch-Hällische Landschweine (+Veredelungskreuzungen, SHV-Schweine) und weiße Mastschweine (WS-Schweine), in einem süddeutschen Schlachtbetrieb über einen Zeitraum von mehr als 14 Monaten mit unterschiedlichen Betäubungseinstellungen untersucht. Betäubungseinstellungen mit einer Kopf-Durchströmungszeit von 1 s wurden als Betäubungsprogramm (BP) A zusammengefasst, solche mit einer Kopf-Durchströmungszeit von mindestens 4 s unter BP-B.

Für das BP-A, das den Vorgaben der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 sowie den Empfehlungen der European Food Safety Authority (EFSA) entsprach, betrug die Nachbetäubungsrate 2,71 %, für das BP-B, das den Vorgaben der deutschen TierSchIV sowie den Empfehlungen des Handbuchs Tierschutzüberwachung bei der Schlachtung und Tötung (Stand: März 2017) der Arbeitsgemeinschaft Tierschutz der



Länderarbeitsgemeinschaft Verbraucherschutz (LAV) folgte, dagegen 5,79 %. Gemäß der Empfehlungen des Beratungs- und Schulungsinstitutes für Tierschutz bei Transport und Schlachtung (bsi) Schwarzenbek soll die Nachbetäubungsrate 1 % nicht übersteigen. Demnach waren zwar auch die Nachbetäubungsraten mit dem BP-A verbesserungswürdig, lagen jedoch um die Hälfte und höchstsignifikant ( $p < 0,0001$ ) niedriger als beim BP-B. Als weitere signifikante Einflussfaktoren auf die Betäubungseffektivität wurden die Ansatzposition der Betäubungszange ( $p = 0,0001$ ) und die Schlachtgruppe ( $p = 0,0021$ ) identifiziert. Der Anlieferungszeitraum der Schweine ( $p = 0,2452$ ) und die Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb ( $p = 0,2480$ ) zeigten dagegen keinen signifikanten Effekt. In den Schlachtgruppen betragen die Nachbetäubungsraten für Bio-Schweine 5,36 %, für SHV-Schweine 3,69 % und für WS-Schweine 3,16 %. Die Nachbetäubungsraten bei der genetischen Linie „Pig Improvement Company Deutschland GmbH“ (PIC) x Pietrain (Pi) lagen verglichen mit denen der genetischen Linien Deutsche Landrasse (DL) x Pi, Large White (LW) x DL x Pi und Schwäbisch-Hällisches Landschwein (SH) x Pi signifikant niedriger. Die Ergebnisse belegen den Einfluss des genetischen Hintergrunds der Schweine auf die Betäubungseffektivität, da Schweine der genetischen Linie PIC x Pi sowohl in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine als auch bei den WS-Schweinen vertreten waren, sowohl mit dem BP-A als auch mit dem BP-B betäubt wurden und von verschiedenen Herkunftsbetrieben stammten. Der im *Musculus semimembranosus* gemessene pH<sub>40</sub>-Wert (pH<sub>40</sub>-Wert Schinken) wurde ebenfalls höchstsignifikant ( $p < 0,0001$ ) von der Schlachtgruppe, dem genetischen Hintergrund der Schweine, ihrem Herkunftsbetrieb, dem verwendeten BP A/B, der Außentemperatur des Schlachttages und der Interaktion Schlachtgruppe / BP-A/B sowie signifikant ( $p = 0,0025$ ) vom Zeitraum der Anlieferung der Schweine am Schlachtbetrieb beeinflusst. Beispielsweise lag der pH<sub>40</sub>-Wert Schinken bei SHV-Schweinen signifikant höher als bei Bio-Schweinen (6,58 vs. 6,40;  $p = 0,0343$ ) oder WS-Schweinen (6,58 vs. 6,50;  $p < 0,0001$ ) sowie bei mit dem BP-A betäubten Schweinen signifikant höher als bei mit dem BP-B betäubten Schweinen (6,53 vs. 6,46,  $p < 0,0001$ ).

Die Befunde der vorliegenden Arbeit zeigen somit, dass bei der Wahl der Stromparameter unter Beachtung der Gegebenheiten eines Schlachtbetriebes vor Ort auch der genetische Hintergrund der Schlachtschweine berücksichtigt werden sollte, um eine tierschutzgerechte Betäubung für alle Tiere zu gewährleisten. Auch

Fleischqualitätsparameter wie der pH<sub>40</sub>-Wert lassen sich durch die Anpassung der Betäubungseinstellungen optimieren. Damit sind die für die Elektrobetäubung einzusetzenden Stromparameter individuell auf den Schlachtbetrieb und auf die in dem Betrieb geschlachteten Tiere abzustimmen.

Die vorliegenden Ergebnisse belegen die Notwendigkeit weiterer Untersuchungen, um individuelle BP für unterschiedliche genetische Linien bzw. Schweinerassen zu entwickeln und somit angepasste nationale und internationale Empfehlungen für die bei der Elektrobetäubung einzusetzenden Stromparameter zu erarbeiten. Neben der Verbesserung des Tierschutzes ist eine adäquate Elektrobetäubung auch im Hinblick auf die Gewährleistung der Fleischqualität von großer Bedeutung.

## 7 Summary

In Germany, electrical stunning and stunning using carbon dioxide are the approved stunning methods for pig slaughter. However, the latter method is discussed controversially due to the stressful initiation phase for the pigs. In Germany, Council Regulation (EC) No 1099/2009 and the national German regulation on the protection of animals at the time of slaughter (TierSchlV) apply to the electrical stunning of fattening pigs. When applied correctly, electrical stunning immediately leads to a loss of perception and insensibility. Nevertheless, high backup stunning rates (BSR) can still be observed in electrically stunned pigs. The legal standards of electrical stunning were determined under laboratory conditions in 1978. However, the technical conditions in the abattoirs have been further developed since then. In addition, the slaughtered pigs have also changed, because today different crossbreeds and genetic lines with different carcass traits are used. With the present study, key parameters of electrical stunning should be identified that reduce BSR more effectively than the legally prescribed parameters of electrical stunning. In addition, other influencing factors on stunning effectiveness and carcass traits were examined. The focus was on the genetic background of the pigs, which was previously assumed to have an effect on stunning effectiveness.

For this purpose, 12,028 pigs of different genetic lines, divided into the slaughter groups of organic pigs (Bio), Swabian-Hall pigs and crossbreed pigs (SHV, German: Schwäbisch-Hällisches Schwein) and white fattening pigs (WS) were slaughtered in a southern German abattoir over a period of more than 14 months with different key parameters of electrical stunning. Stunning settings with a current flow time of 1 s were summarized as stunning program (SP) A, those with a current flow time of at least 4 s under SP-B.

As a result, a BSR of 2.71 % was determined for SP-A, which met the requirements of the Council Regulation (EC) No 1099/2009 and the recommendations of European Food Safety Authority (EFSA). For SP-B, which corresponded to the national German regulation on the protection of animals at the time of slaughter (TierSchlV) and the *Handbuch Tierschutzüberwachung bei der Schlachtung und Tötung* (Status March 2017) by the AG *Tierschutz der Länderarbeitsgemeinschaft Verbraucherschutz* (LAV) the BSR was 5.79 %. According to the recommendations of the *Training and Consultancy Institute for animal welfare at transport and slaughter* (bsi) Schwarzenbek,

the BSR should not exceed 1 %. Although SP-A needs improvement, the BSR was around half and highly significantly ( $p < 0.0001$ ) lower than BSR with SP-B. In addition, the stunning electrode position had a highly significant ( $p = 0.0001$ ) and slaughter group a significant ( $p = 0.0021$ ) effect on the stunning effectiveness. However, the stunning effectiveness was not significantly influenced by the arrival time at abattoir ( $p = 0.2452$ ) or by the distance from farm to abattoir ( $p = 0.2480$ ). Regarding the slaughter groups, BSR for the Bio-pigs was 5.36 %, 3.69 % for the SHV-pigs and 3.16 % for the WS-pigs respectively. BSR of the *Pig Improvement Company Deutschland GmbH* (PIC) x Pietrain (Pi) genetic line were significantly lower compared to those of the German Landrace (DL) x Pi, Large White (LW) x DL x Pi and white Swabian breed (SH; Swabian-Hall pig, German: Schwäbisch-Hällisches Schwein) x Pi. The results demonstrate the influence of the genetic background of the pigs on the stunning effectiveness, since pigs of the genetic line PIC x Pi were represented in the slaughter group of Bio-pigs and WS-pigs, were stunned with SP-A and SP-B and derived from different farms. The pH<sub>40</sub> in the *semimembranosus* muscle (pH-SM<sub>40</sub>) was also highly significant ( $p < 0.0001$ ) influenced by the slaughter group, the genetic background of the pigs, their farm of origin, the SP A/B used, the outside temperature on the day of slaughter and the interaction slaughter group / SP-A/B and significantly ( $p = 0.0025$ ) influenced by the period of delivery of the pigs to the abattoir. For instance, the pH-SM<sub>40</sub> in SHV-pigs was significantly higher than in Bio-pigs (6.58 vs. 6.40;  $p = 0.0343$ ) or WS-pigs (6.58 vs. 6.50;  $p < 0.0001$ ) as well as for pigs stunned with SP-A compared to pigs stunned with SP-B (6.53 vs. 6.46,  $p < 0.0001$ ).

Therefore, the investigations show when choosing the key parameters of electrical stunning, the circumstances of slaughtering at abattoir and the genetic background of the pigs slaughtered should be taken into account in order to ensure animal welfare during stunning. Also meat quality parameters as the pH-SM<sub>40</sub> can be optimized by adjusting the SP. This means that the key parameters of electrical stunning must be individually adapted to the abattoir and the animals slaughtered there.

The presented results demonstrate the necessity of further studies, to develop individual SP for genetic lines or pig breeds to adapt national and international recommendations for the key parameters of electrical stunning. In addition to the improvement of animal welfare, an adequate electrical stunning is also of great importance to ensure meat quality.

## 8 Literaturverzeichnis

Adam F. Was bringen zusätzliche Ausschlachtungsprozente beim Schwein? Landwirtschaftskammer Nordrhein-Westfalen; 2011 [Stand 05.06.2022]. Verfügbar unter:

<https://www.susonline.de/heftarchiv/markt/was-bringen-zusaetzliche-ausschlachtungsprozente-9273754.html>.

AG Tierschutz der Länderarbeitsgemeinschaft Verbraucherschutz (LAV) (Stand: März 2017, 1. Änderungsversion): Handbuch Tierschutzüberwachung bei der Schlachtung und Tötung, Vollzug der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 24. September 2009 über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung sowie der Verordnung zum Schutz von Tieren im Zusammenhang mit der Schlachtung oder Tötung und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates (Tierschutz-Schlachtverordnung – TierSchIV) vom 20. Dezember 2012; 2012 [Stand 23.05.2021]. Verfügbar unter:

<https://www.fli.de/de/service/handbuecher-der-ag-tierschutz-der-lav/>.

Anil MH. Studies on the return of physical reflexes in pigs following electrical stunning. *Meat Science* 1991; 30(1):13–21. doi: 10.1016/0309-1740(91)90030-T.

Anil MH, McKinstry JL. The effectiveness of high frequency electrical stunning in pigs. *Meat Science* 1992; 31(4):481–91. doi: 10.1016/0309-1740(92)90030-8.

Anil MH, McKinstry JL, Wotton S. Elektrische Betäubung und Schweineschlachtung - Richtlinien zum Tierschutz. *Fleischwirtschaft* 1997; 77:473–6–2.

Anil MH, McKinstry JL. Variations in electrical stunning tong placements and relative consequences in slaughter pigs. *The Veterinary Journal* 1998; 155(1):85–90. doi: 10.1016/S1090-0233(98)80042-7.

Anil MH, Whittington PE, McKinstry JL. The effect of the sticking method on the welfare of slaughter pigs. *Meat Science* 2000; 55(3):315–9. doi: 10.1016/S0309-1740(99)00159-X.

Anonym. Beschluss des Bundesrates. Verordnung zum Schutz von Tieren im Zusammenhang mit der Schlachtung oder Tötung und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates (Tierschutz-Schlachtverordnung - TierSchIV). Drucksache 672/12 vom 14.12.2012, S. 17.

Anonym. swr.online. CO<sub>2</sub>-Betäubung: Schweine leiden vor der Schlachtung | Startseite | REPORT MAINZ; 2021a [Stand 29.11.2021]. Verfügbar unter: <https://www.swr.de/report/co2-betaeubung-schweine-leiden-vor-der-schlachtung/-/id=233454/did=25416504/nid=233454/1imyhr/index.html>.

Anonym. Fleischwirtschaft: Fachbegriffe; 2021b [Stand 07.06.2021]. Verfügbar unter: <https://www.fleischwirtschaft.de/fachbegriffe/P?OK=1&currPage=24>.

Anonym. European Union. EFSA; 2022 [Stand 05.06.2022]. Verfügbar unter: [https://european-union.europa.eu/institutions-law-budget/institutions-and-bodies/institutions-and-bodies-profiles/efsa\\_de](https://european-union.europa.eu/institutions-law-budget/institutions-and-bodies/institutions-and-bodies-profiles/efsa_de).

Arnold S. Untersuchungen zur Todeskontrolle von Schlachtschweinen nach Elektrobetäubung - Einsatz eines automatisierten Heißwasser-Reiz-Verfahrens und Bewertung von Spontanbewegungen auf der Nachentblutestrecke [Dissertation vet. med.]. Leipzig: Universität Leipzig; 2015.

Barton Gade P. Effect of rearing system and mixing at loading on transport and lairage behaviour and meat quality: comparison of outdoor and conventionally raised pigs. *Animal* 2008; 2(6):902–11. doi: 10.1017/S1751731108002000.

Bärlocher H, Badertscher R, Möhring A, Rodriguez-Zas S, Pettigrew JE, Scheeder MRL, Wenk C. Magerfleischanteil Schwein: Hat die Haltung einen Einfluss? *Agrarforschung* 2003; 10(7):264–9.

Bärlocher HU, Wenk C, Scheeder MRL. Haltungssysteme und Fleischqualität von Mastschweinen. *Agrarforschung* 2008; 15(4):178–83.

Berghaus A, Troeger K. Electrical stunning of pigs: Minimum current flow time required to induce epilepsy at various frequencies. In , *Vol. 2. Proceedings of the 44th international congress of meat science and technology 1998, Barcelona, Spain* (pp. 1070–1071).

Binke R. Vom Muskel zum Fleisch. *Kulmbacher Reihe* 2003; 18:57–69.

Bowker BC, Wynveen EJ, Grant AL, Gerrard DE. Effects of electrical stimulation on early postmortem muscle pH and temperature declines in pigs from different genetic lines and halothane genotypes. *Meat Science* 1999; 53(2):125–33. doi: 10.1016/S0309-1740(99)00043-1.

Brandt H, Werner DN, Baulain U, Brade W, Köhler P, Weissmann F. Zur Genotyp-Umwelt-Interaktion von Fleischqualitätsmerkmalen bei unterschiedlichen Genotypen in ökologischer und konventioneller Schweinemast. 10. Wissenschaftstagung Ökologischer Landbau, Zürich, 11.-13. Februar 2009; 2009 [Stand 04.08.2021]. Verfügbar unter: [https://orgprints.org/id/ep\\_rint/13985/1/Brandt\\_13985.pdf](https://orgprints.org/id/ep_rint/13985/1/Brandt_13985.pdf).

Brandt H, Werner DN, Baulain U, Brade W, Weissmann F. Genotype-environment interactions for growth and carcass traits in different pig breeds kept under conventional and organic production systems. *Animal* 2010; 4(4):535–44. doi: 10.1017/S1751731109991509.

bsi Schwarzenbek. Gute fachliche Praxis der tierschutzgerechten Schlachtung von Rind und Schwein; 2013 [Stand 26.05.2022]. Verfügbar unter: [http://www.bsi-schwarzenbek.de/Dokumente/bsi\\_gute\\_Praxis\\_4\\_13.pdf](http://www.bsi-schwarzenbek.de/Dokumente/bsi_gute_Praxis_4_13.pdf).

Channon HA, Payne AM, Warner RD. Halothane genotype, pre-slaughter handling and stunning method all influence pork quality. *Meat Science* 2000; 56(3):291–9. doi: 10.1016/S0309-1740(00)00056-5.

Chrystall BB, Devine CE, Newton KG. Residual blood in lamb muscles. *Meat Science* 1981; 5(5):339–45. doi: 10.1016/0309-1740(81)90032-2.

Čobanović N, Stajković S, Blagojević B, Betić N, Dimitrijević M, Vasilev D, Karabasil N. The effects of season on health, welfare, and carcass and meat quality of slaughter pigs. *Int J Biometeorol* 2020; 64(11):1899–909. doi: 10.1007/s00484-020-01977-y.

Cook CJ, Devine CE, Tavener A, Gilbert KV. Contribution of amino acid transmitters to epileptiform activity and reflex suppression in electrically head stunned sheep. *Research in Veterinary Science* 1992; 52(1):48–56. doi: 10.1016/0034-5288(92)90057-9.

Cook CJ, Devine CE, Gilbert KV, Smith DD, Maasland SA. The effect of electrical head-only stun duration on electroencephalographic-measured seizure and brain amino acid neurotransmitter release. *Meat Science* 1995; 40(2):137–47. doi: 10.1016/0309-1740(94)00043-7.

Correa JA, Torrey S, Devillers N, Laforest JP, Gonyou HW, Faucitano L. Effects of different moving devices at loading on stress response and meat quality in pigs. *Journal of Animal Science* 2010; 88(12):4086–93. doi: 10.2527/jas.2010-2833.

Dalmau A, Nande A, Vieira-Pinto M, Zamprogna S, Di Martino G, Ribas JC, da Costa MP, Halinen-Elemo K, Velarde A. Application of the Welfare Quality® protocol in pig slaughterhouses of five countries. *Livestock Science* 2016; 193:78–87. doi: 10.1016/j.livsci.2016.10.001.

D'Eath RB, Turner SP, Kurt E, Evans G, Thölking L, Looft H, Wimmers K, Murani E, Klont R, Foury A, Ison SH, Lawrence AB, Mormède P. Pigs' aggressive temperament affects pre-slaughter mixing aggression, stress and meat quality. *Animal* 2010; 4(4):604–16. doi: 10.1017/S1751731109991406.

Deutscher Tierschutzbund e.V. Systemimmanente Probleme beim Schlachten; 2012 [Stand: 05.06.2022]. Verfügbar unter: [https://www.tierschutzbund.de/fileadmin/user\\_upload/Downloads/Hintergrundinformationen/Landwirtschaft/Systemimmanente\\_Probleme\\_beim\\_Schlachten.pdf](https://www.tierschutzbund.de/fileadmin/user_upload/Downloads/Hintergrundinformationen/Landwirtschaft/Systemimmanente_Probleme_beim_Schlachten.pdf).



Dokmanovic M, Baltic MZ, Duric J, Ivanovic J, Popovic L, Todorovic M, Markovic R, Pantic S. Correlations among Stress Parameters, Meat and Carcass Quality Parameters in Pigs. *Asian-Australasian Journal of Animal Science* 2015; 28(3):435–41. doi: 10.5713/ajas.14.0322.

EFSA. Opinion of the Scientific Panel on Animal Health and Welfare (AHAW) on a request from the Commission related to welfare aspects of the main systems of stunning and killing the main commercial species of animals. *EFSA Journal* 2004; 2(7):45. doi: 10.2903/j.efsa.2004.45.

EFSA. Scientific Opinion on monitoring procedures at slaughterhouses for pigs. *EFSA Journal* 2013; 11(12):3523. doi: 10.2903/j.efsa.2013.3523.

EFSA. Welfare of pigs at slaughter. *EFSA Journal* 2020; 18(6):e06148. doi: 10.2903/j.efsa.2020.6148.

Faucitano L. Preslaughter handling practices and their effects on animal welfare and pork quality. *Journal of Animal Science* 2018; 96(2):728–38. doi: 10.1093/jas/skx064.

Federation of veterinarians of Europe (FVE). FVE position paper - The welfare of animals during transportation 2008; [Stand 23.06.2021]. Verfügbar unter: [https://www.fve.org/cms/wp-content/uploads/fve\\_08\\_016\\_transport.pdf](https://www.fve.org/cms/wp-content/uploads/fve_08_016_transport.pdf).

Fischer K. Sinnvolle Erfassung von Qualitätsparametern bei Schweinefleisch. *Kulmbacher Reihe* 1999; 16:193–216.

Geddes LA, Baker LE. The specific resistance of biological material--a compendium of data for the biomedical engineer and physiologist. *Medical and Biological Engineering* 1967; 5(3):271–93. doi: 10.1007/BF02474537.

Grandin T. Mechanical, Electrical and Anesthetic Stunning Methods for Livestock. *International Journal for the Study of Animal Problems* 1980; 1(4):242–63.

Grandin T. Solving return-to-sensibility problems after electrical stunning in commercial pork slaughter plants. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 2001; 219(5):608–11. doi: 10.5962/bhl.title.57908.

Gregory NG. Profiles of currents during electrical stunning. *Australien Veterinary Journal* 2001; 79(12):844–5. doi: 10.1111/j.1751-0813.2001.tb10934.x.

Groß D, DLR Westerwald-Osteifel. Speckmaß und Fleischmaß bei Schlachtschweinen – Rückschlüsse auf Fütterung und Management; 2009 [Stand: 14.07.2021]. Verfügbar unter:  
<https://www.dlr.rlp.de/internet/global/themen.nsf/ALL/a34ec78bfe621b6cc12575a0003cfa7a?OpenDocument>.

Hambrecht E, Eissen JJ, Klein WJH de, Ducro BJ, Smits CHM, Verstegen MWA, den Hartog LA. Rapid chilling cannot prevent inferior pork quality caused by high preslaughter stress. *Journal of Animal Science* 2004; 82(2):551–6. doi: 10.1093/ansci/82.2.551.

Hempler J. Optimales Mastendgewicht für Bio-Mastschweine. Landwirtschaftskammer Niedersachsen 2013; 2013 [Stand 18.06.2021]. Verfügbar unter:  
[https://www.topagrar.com/dl/2/7/3/5/9/7/8/optimales\\_mastendgewicht\\_fuer\\_bio\\_lwkn\\_ds.pdf](https://www.topagrar.com/dl/2/7/3/5/9/7/8/optimales_mastendgewicht_fuer_bio_lwkn_ds.pdf).

Hirt, Maisack, Moritz. *Tierschutzgesetz: TierSchG. Kommentar*. 3. Auflage 2016. Zu Anlage 1 Nr. 6, Elektrobetäubung Rn. 4.

Hoenderken R. *Electrical stunning of slaughter pigs*. [Dissertation]. Netherlands, Utrecht: University of Utrecht; 1978.

Judas M, Höreth R. Der Muskelfleischanteil von Schweine-Schlachtkörpern: Historische Entwicklung und aktueller Stand der Referenzmethode. *Mitteilungsblatt der Fleischforschung Kulmbach* 2015; 54(209):127–37.

Juska R, Juskiene V, Leikus R. The influence of a free-range housing system on pig growth, carcass composition and meat quality. *Journal of Applied Animal Research* 2013; 41(1):39–47. doi: 10.1080/09712119.2012.738215.

Krauß I. Schweinisches aus Baden-Württemberg. *Fleischwirtschaft* 2009; (05):83.

Krauß I. "...doch drinnen sitzt der Speck": Die Geschichte der Schwäbisch-Hällischen Landschweinerasse. *Fleischwirtschaft* 2018; (3):113.

Lambooj E. Electrical Stunning by direct brain stimulation in pigs. *Meat Science* 1994; 38(3):433–41. doi: 10.1016/0309-1740(94)90069-8.

Lambooj B, Merkus GS, v.Voorst N, Pieterse C. Wirkung der elektrischen Niederspannung und Hochfrequenzbetäubung auf den Bewusstseinsverlust von Schlachtschweinen. *Fleischwirtschaft* 1996; 76(10):1026–8.

Lammens V, van de Water G, Coenegrachts J, Driessen B, Peeters E, Geers R. Head current during and blood splashes after electrical stunning in relation to characteristics of the pig's body. *Meat Science* 2006; 72(1):140–5. doi: 10.1016/j.meatsci.2005.06.017.

Lebret B, Prunier A, Bonhomme N, Foury A, Mormède P, Dourmad JY. Physiological traits and meat quality of pigs as affected by genotype and housing system. *Meat Science* 2011; 88(1):14–22. doi: 10.1016/j.meatsci.2010.11.025.

Lebret B, Ecolan P, Bonhomme N, Méteau K, Prunier A. Influence of production system in local and conventional pig breeds on stress indicators at slaughter, muscle and meat traits and pork eating quality. *Animal* 2015; 9(8):1404–13. doi: 10.1017/S1751731115000609.

Leenhouwers JI, Merks J. Suitability of traditional and conventional pig breeds in organic and low-input production systems in Europe: Survey results and a review of literature. *Animal Genetic Resources*. 2013; 53:169–84. doi:10.1017/S2078633612000446.

Lindner H, Siebke W, Simon G. Physik für Ingenieure. 17. Aufl. München: Carl Hanser Verlag GmbH; 2006. 557.

Martins JM, Fialho R, Albuquerque A, Neves J, Freitas A, Nunes JT, Charneca R. Growth, blood, carcass and meat quality traits from local pig breeds and their crosses. *Animal* 2020; 14(3):636–47. doi: 10.1017/S1751731119002222.

Matthews JO, Southern LL, Bidner TD, Persica MA. Effects of betaine, pen space, and slaughter handling method on growth performance, carcass traits, and pork quality of finishing barrows. *Journal of Animal Science* 2001; 79(4):967–74. doi: 10.2527/2001.794967x.

Meiler D. Kontrolle des Entbluteerfolges bei der Schweineschlachtung im Hinblick auf Tierschutz und mögliche Auswirkungen auf Ausblutungsgrad und Fleischqualität [Dissertation vet. med.]. München: Ludwig-Maximilians-Universität München; 2006.

Nakev J, Popova T, Ignatova M, Marinova P, Nikolova T. Seasonal and year dynamics in the quality characteristics in pig carcasses. *Biotechnology in Animal Husbandry* 2016; 32(4):341–52. doi: 10.2298/BAH1604341N.

Nielsen BL, Dybkjær L, Herskin MS. Road transport of farm animals: effects of journey duration on animal welfare. *Animal* 2011; 5(3):415–27. doi: 10.1017/S1751731110001989.

Niemeyer A. Betäubung beim Schlachten: Wie Schweine leiden. NDR; 2020 [Stand 29.11.2021]. Verfügbar unter: <https://www.ndr.de/ratgeber/verbraucher/Betaeubung-beim-Schlachten-Wie-Schweine-leiden,schweine650.html>.

Nürnberg K, Kuhn G, Ender K, Nürnberg G, Hartung M. Characteristics of carcass composition, fat metabolism and meat quality of genetically different pigs. *Fett/Lipid* 1997; 99(12):443–6. doi: 10.1002/lipi.19970991207.

Pérez MP, Palacio J, Santolaria MP, Del Aceña MC, Chacón G, Verde MT, Calvo JH, Zaragoza MP, Gascon M, Garcia-Belenguer S. Influence of lairage time on some welfare and meat quality parameters in pigs. *Veterinary Research* 2002; 33(3):239–50. doi: 10.1051/vetres:2002012.

Ryu YC, Kim BC. Comparison of histochemical characteristics in various pork groups categorized by postmortem metabolic rate and pork quality. *Journal of Animal Science* 2006; 84(4):894–901. doi: 10.2527/2006.844894x.

Ryu YC, Choi YM, Lee SH, Shin HG, Choe JH, Kim JM, Hong KC, Kim BC. Comparing the histochemical characteristics and meat quality traits of different pig breeds. *Meat Science* 2007; 80(2):363–9. doi: 10.1016/j.meatsci.2007.12.020.

Schuchmann HP, Schuchmann H. *Lebensmittelverfahrenstechnik: Rohstoffe, Prozesse, Produkte*. 1. Aufl. Weinheim: Wiley-VCH; 2005.

Slow Food Deutschland e.V. Schwäbisch-Hällisches Landschwein: Schwarz-weiße Schweine mit exzellentem Fleisch; 2018 [Stand 05.05.2021]. Verfügbar unter: [https://www.slowfood.de/was-wir-tun/arche\\_des\\_geschmacks/die\\_arche\\_passagiere/schwaebisch\\_haellisches\\_landschwein](https://www.slowfood.de/was-wir-tun/arche_des_geschmacks/die_arche_passagiere/schwaebisch_haellisches_landschwein).

Sparrey JM, Wotton SB. The Design of Pig Stunning Tong Electrodes – A Review. *Meat Science* 1997; 47(1):125–33. doi: 10.1016/s0309-1740(97)00047-8.

Statistisches Bundesamt. Fleischproduktion 2021 um 2,4 % gegenüber dem Vorjahr gesunken; 2022 [Stand: 01.05.2022]. Verfügbar unter: [https://www.destatis.de/DE/Presse/Pressemitteilungen/2022/02/PD22\\_050\\_413.html](https://www.destatis.de/DE/Presse/Pressemitteilungen/2022/02/PD22_050_413.html).

Stege H, Bagger J, Nielsen JP, Ersbøll AK. Effect of breeding strategy and feeding system on the within-herd variation of lean meat percents in Danish slaughter pigs. *Preventive Veterinary Medicine* 2011; 101(1-2):73–8. doi: 10.1016/j.prevetmed.2011.05.002.

Stocchi R, Mandolini NA, Marinsalti M, Cammertoni N, Loschi AR, Rea S. Animal Welfare Evaluation at a Slaughterhouse for Heavy Pigs Intended for Processing. *Italian Journal of Food Safety* 2014; 3(1):1712. doi: 10.4081/ijfs.2014.1712.

Terlouw C. Stress reactions at slaughter and meat quality in pigs: genetic background and prior experience. *Livestock Production Science* 2005; 94(1-2):125–35. doi: 10.1016/j.livprodsci.2004.11.032.

Terlouw EMC, Rybarczyk P. Explaining and predicting differences in meat quality through stress reactions at slaughter: The case of Large White and Duroc pigs. *Meat Science* 2008; 79(4):795–805. doi: org/10.1016/j.meatsci.2007.11.013.

Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V. Tierärztliche Vereinigung für Tierschutz e.V. Tierschutzgerechtes Schlachten von Rindern, Schweinen, Schafen und Ziegen. Merkblatt Nr. 89; 2015 [Stand 07.04.2021]. Verfügbar unter: <https://www.tierschutz-tvt.de/alle-merkblaetter-und-stellungnahmen/#c297>.

Tierschutzgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), das zuletzt durch Artikel 105 des Gesetzes vom 10. August 2021 (BGBl. I S. 3436) geändert worden ist; 1972 [Stand 13.10.2021]. Verfügbar unter: <https://www.gesetze-im-internet.de/tierschg/BJNR012770972.html>.

Troeger K, Nitsch P. Technische Weiterentwicklung bei der Elektrobetäubung von Schlachtschweinen. *Fleischwirtschaft* 1998; (11):1134-1137.

Van der Wal PG, Engel B, Hulsegge B. Causes for variation in pork quality. *Meat Science* 1997; 46(4):319–27. doi: 10.1016/S0309-1740(97)00026-0.

Végh A, Abonyi-Tóth Z, Rafai P. Verification of the technical parameters of head-only electrical stunning of pigs under commercial conditions. *Acta Veterinaria Hungarica* 2010; 58(2):147–56. doi: 10.1556/AVet.58.2010.2.1.

Végh Á, Abonyi-Tóth Z, Rafai P. Effect of current intensity and duration on the effectiveness of head-only electrical stunning in pigs under commercial conditions. *Acta Veterinaria Hungarica* 2017; 65(1):13–28. doi: 10.1556/004.2017.002.

Verhoeven MTW, Gerritzen MA, Hellebrekers LJ, Kemp B. Indicators used in livestock to assess unconsciousness after stunning: a review. *Animal* 2015; 9(2):320–30. doi: 10.1017/S1751731114002596.

Verordnung über gesetzliche Handelsklassen für Schweineschlachtkörper (Schweineschlachtkörper-Handelsklassenverordnung - SchwHKIV) in der Fassung der Bekanntmachung vom 16. August 1990 (BGBl. I S. 1809), zuletzt geändert durch Artikel 2 der Verordnung vom 4. Januar 2019 (BGBl. I S. 2); 1986 [Stand 19.11.2021]. Verfügbar unter:  
[https://www.gesetze-im-internet.de/hdlklschwv\\_1986/BJNR126240986.html](https://www.gesetze-im-internet.de/hdlklschwv_1986/BJNR126240986.html).

Verordnung über die Preismeldung bei Schlachtkörpern und deren Kennzeichnung (1. Fleischgesetz-Durchführungsverordnung - 1. FIGDV) vom 12. November 2008 (BGBl. I S. 2186), zuletzt geändert durch Artikel 7 der Verordnung vom 10. März 2022 (BGBl. I S. 428); 2008 [Stand 09.04.2022]. Verfügbar unter:  
[http://www.gesetze-im-internet.de/flgdv\\_1/1.\\_FIGDV.pdf](http://www.gesetze-im-internet.de/flgdv_1/1._FIGDV.pdf).

Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates vom 24. September 2009 über den Schutz von Tieren zum Zeitpunkt der Tötung. *Amtsblatt der Europäischen Union*. *ABI. L 303* vom 18.11.2009, 2009 [Stand 26.01.2021]. Verfügbar unter:  
<https://eurlex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2009:303:0001:0030:DE:PDF>.

Verordnung zum Schutz von Tieren im Zusammenhang mit der Schlachtung oder Tötung und zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 1099/2009 des Rates. *Tierschutz-Schlachtverordnung - TierSchIV* vom 20. Dezember 2012 (BGBl. I S. 2982); 2012 [Stand 28.01.2021]. Verfügbar unter:  
[https://www.gesetze-im-internet.de/tierschlv\\_2013/TierSchIV.pdf](https://www.gesetze-im-internet.de/tierschlv_2013/TierSchIV.pdf).

Vitali M, Bosi P, Santacroce E, Trevisi P. The multivariate approach identifies relationships between pre-slaughter factors, body lesions, ham defects and carcass traits in pigs. *PLOS One* 2021; 16(5):e0251855. doi: 10.1371/journal.pone.0251855.

Vogel KD, Badtram G, Claus JR, Grandin T, Turpin S, Weyker RE, Voogd E. Head-only followed by cardiac arrest electrical stunning is an effective alternative to head-only electrical stunning in pigs. *Journal of Animal Science* 2011; 89(5):1412–8. doi: 10.2527/jas.2010-2920.

Von Wenzlawowicz M, von Holleben K, Eser E. Identifying reasons for stun failures in slaughterhouses for cattle and pigs: a field study. *Animal Welfare (South Mimms, England)* 2012; 21(1):51–60. doi: 10.7120/096272812X13353700593527.

Warris PD. The residual blood content of meat—A review. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 1977; 1977(28):457–62.

Werner C, Natter R, Wicke M. Changes of the activities of glycolytic and oxidative enzymes before and after slaughter in the longissimus muscle of Pietrain and Duroc pigs and a Duroc-Pietrain crossbreed. *Journal of Animal Science* 2010; 88(12):4016–25. doi: 10.2527/jas.2010-3136.

Wotton SB, Anil MH, Whittington PE, McKinstry JL. Pig slaughtering procedures: Head-to-back stunning. *Meat Science* 1992; 32(3):245–55. doi: 10.1016/0309-1740(92)90088-L.



## 9 Anhang

### 9.1 Ergebnistabellen

Im Folgenden wurden die absoluten Häufigkeiten der im Rahmen der Betäubungseffektivität untersuchten und dokumentierten Symptome für die Hauptuntersuchungen dargestellt.

#### Betäubung – Kontrollpunkt 1

**Tab. 30:** Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv

Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses	Häufigkeit	Prozentsatz
1	15	0,12 %
2	8	0,07 %
> 2	194	1,61 %
nein	11811	98,20 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 31:** Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP)

BP	Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses				
	1	2	> 2	nein	Gesamt
A	5 0,06 %	2 0,02 %	82 0,91 %	8893 99,01 %	8982 100 %
B	10 0,33 %	6 0,20 %	112 3,68 %	2918 95,80 %	3046 100 %

**Tab. 32:** Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses				
		1	2	> 2	nein	Gesamt
Bio	A	3 0,34 %	0 0,00 %	11 1,26 %	857 98,39 %	871 100 %
	B	1 0,10 %	1 0,10 %	45 4,44 %	967 95,36 %	1014 100 %
SHV	A	2 0,05 %	1 0,03 %	38 0,98 %	3846 98,95 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	0 0,00 %	22 2,21 %	973 97,79 %	995 100 %
WS	A	0 0,00 %	1 0,02 %	33 0,78 %	4190 99,20 %	4224 100 %
	B	9 0,87 %	5 0,48 %	45 4,34 %	978 94,31 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 33:** Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv

Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses	Häufigkeit	Prozentsatz
ja	124	1,03 %
nein	11904	98,97 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 34:** Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP)

BP	Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses		
	ja	nein	Gesamt
A	93 1,04 %	8889 98,96 %	8982 100 %
B	31 1,02 %	3015 98,98 %	3046 100 %

**Tab. 35:** Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses		
		ja	nein	Gesamt
Bio	A	15 1,72 %	856 98,28 %	871 100 %
	B	11 1,08 %	1003 98,92 %	1014 100 %
SHV	A	28 0,72 %	3859 99,28 %	3887 100 %
	B	14 1,41 %	981 98,59 %	995 100 %
WS	A	50 1,18 %	4174 98,82 %	4224 100 %
	B	6 0,58 %	1031 99,42 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 36:** Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv

<b>Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
ja	170	1,41 %
nein	11858	98,59 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 37:** Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP)

<b>BP</b>	<b>Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>		
	<b>ja</b>	<b>nein</b>	<b>Gesamt</b>
A	81 0,90 %	8901 99,10 %	8982 100 %
B	89 2,92 %	2957 97,08 %	3046 100 %

**Tab. 38:** Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses		
		ja	nein	Gesamt
Bio	A	8 0,92 %	863 99,08 %	871 100 %
	B	40 3,94 %	974 96,06 %	1014 53,79 %
SHV	A	31 0,80 %	3856 99,20 %	3887 100 %
	B	20 2,01 %	975 97,99 %	995 100 %
WS	A	42 0,99 %	4182 99,01 %	4224 100 %
	B	29 2,80 %	1008 19,42 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 39:** Lautäußerung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle im Gesamtkollektiv

Lautäußerung	Häufigkeit	Prozentsatz
ja	4	0,03 %
nein	12024	99,97 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 40:** Lautäußerung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle nach Betäubungsprogramm (BP)

BP	Lautäußerung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle		
	ja	nein	Gesamt
A	1 0,01 %	8981 99,99 %	8982 100 %
B	3 0,10 %	3034 99,90 %	3037 100 %

**Tab. 41:** Lautäußerung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Lautäußerung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle		
		ja	nein	Gesamt
Bio	A	0 0,00 %	871 100 %	871 100 %
	B	0 0,00 %	1014 100 %	1014 100 %
SHV	A	0 0,00 %	3887 100 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	995 100 %	995 100 %
WS	A	1 0,02 %	4223 99,98 %	4224 100 %
	B	3 0,29 %	1034 99,71 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 42:** Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle im Gesamtkollektiv

Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle	Häufigkeit	Prozentsatz
nein	11315	94,07 %
1	250	2,08 %
2	405	3,37 %
3	43	0,36 %
4	15	0,12 %
Gesamt	12028	100 %

Untypisches Krampfverhalten: 1 = Dorsalflexion, 2 = lang anhaltende tonische Phase, 3 = keine tonische Phase nach Auswurf, 4 = untypisch stark ausgeprägte klonische Phase

**Tab. 43:** Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle nach Betäubungsprogramm (BP)

BP	Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle					
	1	2	3	4	nein	Gesamt
A	142 1,58 %	271 3,02 %	6 0,07 %	14 0,16 %	8549 95,18 %	8982 100 %
B	108 3,55 %	134 4,40 %	37 1,21 %	1 0,03 %	2766 90,81 %	3046 100 %

Untypisches Krampfverhalten: 1 = Dorsalflexion, 2 = langanhaltende tonische Phase, 3 = keine tonische Phase nach Auswurf, 4 = untypisch stark ausgeprägte klonische Phase



**Tab. 44:** Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle					
		1	2	3	4	nein	Gesamt
Bio	A	10 1,15 %	34 3,90 %	2 0,23 %	5 0,57 %	820 94,14 %	871 100 %
	B	54 5,33 %	56 5,52 %	14 1,38 %	0 0,00 %	890 87,77 %	1014 100 %
SHV	A	80 2,06 %	132 3,40 %	1 0,03 %	8 0,21 %	3666 94,31 %	3887 100 %
	B	27 2,71 %	57 5,73 %	5 0,50 %	0 0,00 %	906 91,06 %	995 100 %
WS	A	52 1,23 %	105 2,49 %	3 0,07 %	1 0,02 %	4063 96,19 %	4224 100 %
	B	27 2,60 %	21 2,03 %	18 1,74 %	1 0,10 %	970 93,54 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine, untypisches Krampfverhalten: 1 = Dorsalflexion, 2 = lang anhaltende tonische Phase, 3 = keine tonische Phase nach Auswurf, 4 = untypisch stark ausgeprägte klonische Phase

**Betäubung – Kontrollpunkt 2****Tab. 45:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Lidschlussreflex 1

<b>Lidschlussreflex 1</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
negativ	11977	99,58 %
positiv	51	0,42 %
keine Angabe	0	0,00 %
<b>Gesamt</b>	<b>12028</b>	<b>100 %</b>

**Tab. 46:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 1

<b>BP</b>	<b>Lidschlussreflex 1</b>		
	<b>positiv</b>	<b>negativ</b>	<b>Gesamt</b>
A	13 0,14 %	8969 99,86 %	8982 100 %
B	38 1,25 %	3008 98,75 %	3046 100 %

**Tab. 47:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 1

SG	BP	Lidschlussreflex 1		
		positiv	negativ	Gesamt
Bio	A	8 0,92 %	863 99,08 %	871 100 %
	B	1 0,10 %	1013 99,90 %	1014 100 %
SHV	A	4 0,10 %	3883 99,90 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	995 100 %	995 100 %
WS	A	1 0,02 %	4223 99,98 %	4224 100 %
	B	37 3,57 %	1000 96,43 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 48:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Lidschlussreflex 2

<b>Lidschlussreflex 2</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
negativ	12001	99,78 %
positiv	26	0,22 %
keine Angabe	1	0,01 %
<b>Gesamt</b>	<b>12028</b>	<b>100 %</b>

**Tab. 49:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 2

<b>BP</b>	<b>Lidschlussreflex 2</b>			<b>Gesamt</b>
	<b>positiv</b>	<b>negativ</b>	<b>keine Angabe</b>	
A	2 0,02 %	8979 99,97 %	1 0,01 %	8982 100 %
B	24 0,79 %	3022 99,21 %	0 0,00 %	3046 100 %

**Tab. 50:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 2

SG	BP	Lidschlussreflex 2			
		positiv	negativ	keine Angabe	Gesamt
Bio	A	2 0,23 %	868 99,66 %	1 0,11 %	871 100 %
	B	0 0,00 %	1014 100 %	0 0,00 %	1014 100 %
SHV	A	0 0,00 %	3887 100 %	0 0,00 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	995 100 %	0 0,00 %	995 100 %
WS	A	0 0,00 %	4224 100 %	0 0,00 %	4224 100 %
	B	24 2,31 %	1013 97,69 %	0 0,00 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 51:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Lidschlussreflex 3

<b>Lidschlussreflex 3</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
negativ	12017	99,91 %
positiv	10	0,08 %
keine Angabe	1	0,01 %
<b>Gesamt</b>	<b>12028</b>	<b>100 %</b>

**Tab. 52:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 3

<b>BP</b>	<b>Lidschlussreflex 3</b>			<b>Gesamt</b>
	<b>positiv</b>	<b>negativ</b>	<b>Keine Angabe</b>	
A	1 0,01 %	8980 99,98 %	1 0,01 %	8982 100 %
B	9 0,30 %	3037 99,70 %	0 0,00 %	3046 100 %

**Tab. 53:** Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 3

SG	BP	Lidschlussreflex 3			Gesamt
		positiv	negativ	keine Angabe	
Bio	A	1 0,11 %	869 99,77 %	1 0,11 %	871 100 %
	B	0 0,00 %	1014 100 %	0 0,00 %	1014 100 %
SHV	A	0 0,00 %	3887 100 %	0 0,00 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	995 100 %	0 0,00 %	995 100 %
WS	A	0 0,00 %	4224 100 %	0 0,00 %	4224 100 %
	B	9 0,87 %	1028 99,13 %	0 0,00 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 54:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Schmerzreflex 1

Schmerzreflex 1	Häufigkeit	Prozentsatz
negativ	12010	99,85 %
positiv	18	0,15 %
keine Angabe	0	0,00 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 55:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 1

BP	Schmerzreflex 1			Gesamt
	positiv	negativ	keine Angabe	
A	11 0,12 %	8971 99,88 %	0 0,00 %	8982 100 %
B	7 0,23 %	3039 99,77 %	0 0,00 %	3046 100 %



**Tab. 56:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 1

SG	BP	Schmerzreflex 1			Gesamt
		positiv	negativ	keine Angabe	
Bio	A	4 0,46 %	867 99,54 %	0 0,00 %	871 100 %
	B	2 0,20 %	1012 99,80 %	0 0,00 %	1014 100 %
SHV	A	3 0,08 %	3884 99,92 %	0 0,00 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	995 100 %	0 0,00 %	995 100 %
WS	A	4 0,09 %	4220 99,91 %	0 0,00 %	4224 100 %
	B	5 0,48 %	1032 99,52 %	0 0,00 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 57:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Schmerzreflex 2

Schmerzreflex 2	Häufigkeit	Prozentsatz
negativ	12013	99,88 %
positiv	9	0,07 %
keine Angabe	6	0,05 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 58:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 2

BP	Schmerzreflex 2			Gesamt
	positiv	negativ	keine Angabe	
A	3 0,03 %	8973 99,90 %	6 0,07 %	8982 100 %
B	6 0,20 %	3040 99,80 %	0 0,00 %	3046 100 %

**Tab. 59:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 2

SG	BP	Schmerzreflex 2			Gesamt
		positiv	negativ	keine Angabe	
Bio	A	2 0,23 %	867 99,54 %	2 0,23 %	871 100 %
	B	2 0,20 %	1012 99,80 %	0 0,00 %	1014 100 %
SHV	A	0 0,00 %	3885 99,95 %	2 0,05 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	995 100 %	0 0,00 %	995 100 %
WS	A	1 0,02 %	4221 99,93 %	2 0,05 %	4224 100 %
	B	4 0,39 %	1033 99,61 %	0 0,00 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine, (+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 60:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Schmerzreflex 3

Schmerzreflex 3	Häufigkeit	Prozentsatz
negativ	12013	99,88 %
positiv	9	0,07 %
keine Angabe	6	0,05 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 61:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 3

BP	Schmerzreflex 3			Gesamt
	positiv	negativ	keine Angabe	
A	3 0,03 %	8973 99,90 %	6 0,07 %	8982 100 %
B	6 0,20 %	3040 99,80 %	0 0,00 %	3046 100 %

**Tab. 62:** Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 3

SG	BP	Schmerzreflex 3			Gesamt
		positiv	negativ	keine Angabe	
Bio	A	2 0,23 %	867 99,54 %	2 0,23 %	871 100 %
	B	2 0,20 %	1012 99,80 %	0 0,00 %	1014 100 %
SHV	A	0 0,00 %	3885 99,95 %	2 0,05 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	995 100 %	0 0,00 %	995 100 %
WS	A	1 0,02 %	4221 99,93 %	2 0,05 %	4224 100 %
	B	4 0,39 %	1033 99,61 %	0 0,00 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 63:** Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv

<b>Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
1	0	0,00 %
2	0	0,00 %
> 2	1	0,01 %
nein	12027	99,99 %
<b>Gesamt</b>	<b>12028</b>	<b>100 %</b>

**Tab. 64:** Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP)

<b>BP</b>	<b>Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>				<b>Gesamt</b>
	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>&gt; 2</b>	<b>nein</b>	
<b>A</b>	0	0	0	8982	8982
	0,00 %	0,00 %	0,00 %	100 %	100 %
<b>B</b>	0	0	1	3045	3046
	0,00 %	0,00 %	0,03 %	99,97 %	100 %

**Tab. 65:** Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses				
		1	2	> 2	nein	Gesamt
Bio	A	0 0,00 %	0 0,00 %	0 0,00 %	871 100 %	871 100 %
	B	0 0,00 %	0 0,00 %	1 0,10 %	1013 99,90 %	1014 100 %
SHV	A	0 0,00 %	0 0,00 %	0 0,00 %	3887 100 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	0 0,00 %	0 0,00 %	995 100 %	995 100 %
WS	A	0 0,00 %	0 0,00 %	0 0,00 %	4224 100 %	4224 100 %
	B	0 0,00 %	0 0,00 %	0 0,00 %	1037 100 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 66:** Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv

<b>Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
ja	8	0,07 %
nein	12020	99,93 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 67:** Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP)

<b>BP</b>	<b>Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>		
	<b>ja</b>	<b>nein</b>	<b>Gesamt</b>
A	8 0,09 %	8974 99,91 %	8982 100 %
B	0 0,00 %	3046 100 %	3046 100 %



**Tab. 68:** Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses		
		ja	nein	Gesamt
Bio	A	0 0,00 %	871 100 %	871 100 %
	B	0 0,00 %	1014 100 %	1014 100 %
SHV	A	4 0,10 %	3883 99,90 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	995 100 %	995 100 %
WS	A	4 0,09 %	4220 99,91 %	4224 100 %
	B	0 0,00 %	1037 100 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine (+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 69:** Schnappatmung 10–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv

<b>Schnappatmung 10–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
nein	7205	98,55 %
1	11	0,15 %
2	24	0,33 %
3	29	0,40 %
≥ 4	42	0,57 %
<b>Gesamt</b>	<b>7311</b>	<b>100 %</b>

**Tab. 70:** Schnappatmung 10–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP)

<b>BP</b>	<b>Anzahl Schnappatmungen 10–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>					
	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>3</b>	<b>≥ 4</b>	<b>nein</b>	<b>Gesamt</b>
A	11 0,15 %	24 0,33 %	29 0,40 %	42 0,57 %	7205 98,55 %	7311 100 %
B	/	/	/	/	/	/

**Tab. 71:** Schnappatmung 10–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Anzahl Schnappatmungen 10-40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses					
		1	2	3	≥ 4	nein	Gesamt
Bio	A	0 0,00 %	1 0,23 %	2 0,47 %	2 0,47 %	421 98,83 %	426 100 %
	B	/	/	/	/	/	/
SHV	A	5 0,15 %	14 0,42 %	14 0,42 %	17 0,51 %	3271 98,49 %	3321 100 %
	B	/	/	/	/	/	/
WS	A	6 0,17 %	9 0,25 %	13 0,36 %	23 0,65 %	3513 98,57 %	3564 100 %
	B	/	/	/	/	/	/

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Tab. 72:** Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv

<b>Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
nein	12021	99,94 %
Dorsalflexion	7	0,06 %
Gesamt	12028	100 %

**Tab. 73:** Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP)

<b>BP</b>	<b>Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>		
	<b>Dorsalflexion</b>	<b>nein</b>	<b>Gesamt</b>
A	3 0,03 %	8979 99,97 %	8982 100 %
B	4 0,13 %	3042 99,87 %	3046 100 %

**Tab. 74:** Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

SG	BP	Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses		
		Dorsal- flexion	nein	Gesamt
Bio	A	0 0,00 %	871 100 %	871 100 %
	B	3 0,30 %	1011 99,70 %	1014 100 %
SHV	A	1 0,03 %	3886 99,97 %	3887 100 %
	B	1 0,10 %	994 99,90 %	995 100 %
WS	A	2 0,05 %	4222 99,95 %	4224 100 %
	B	0 0,00 %	1037 100 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

**Kontrollpunkt 3****Tab. 75:** Bewegungen vor Eintritt in die Brühanlage (> 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses) im Gesamtkollektiv

<b>Bewegungen &gt; 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>	<b>Häufigkeit</b>	<b>Prozentsatz</b>
Einrollen Vordergliedmaßen	1	0,01 %
ungerichtete Bewegungen	14	0,12 %
keine Bewegungen	12013	99,88 %
<b>Gesamt</b>	<b>12028</b>	<b>100 %</b>

**Tab. 76:** Bewegungen vor Eintritt in die Brühanlage (> 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses) nach Betäubungsprogramm (BP)

<b>BP</b>	<b>Bewegungen vor Eintritt in die Brühanlage &gt; 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>			<b>Gesamt</b>
	<b>Einrollen Vordergliedmaßen</b>	<b>ungerichtete Bewegungen</b>	<b>keine Bewegungen</b>	
A	1 0,01 %	7 0,08 %	8974 99,91 %	8982 100 %
B	0 0,00 %	7 0,23 %	3039 99,77 %	3046 100 %

**Tab. 77:** Bewegungen vor Eintritt in die Brühanlage (> 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses) nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)

		<b>Bewegungen vor Eintritt in die Brühanlage &gt; 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses</b>			
SG	BP	Einrollen			Gesamt
		Vorder- glied- maßen	ungerichtete Bewegungen	keine Bewegungen	
Bio	A	0 0,00 %	3 0,34 %	868 99,66 %	871 100 %
	B	0 0,00 %	2 0,20 %	1012 99,80 %	1014 100 %
SHV	A	0 0,00 %	2 0,05 %	3885 99,95 %	3887 100 %
	B	0 0,00 %	0 0,00 %	995 100 %	995 100 %
WS	A	1 0,02 %	2 0,05 %	4221 99,93 %	4224 100 %
	B	0 0,00 %	5 0,48 %	1032 99,52 %	1037 100 %

Bio = SG der Bio-Schweine, SHV = SG der Schwäbisch-Hällischen Landschweine  
(+ Veredelungskreuzungen), WS = SG der weißen Mastschweine

## 9.2 Abbildungsverzeichnis

Abb. 1:	Einzeltreibgang.....	26
Abb. 2:	Betäubungsfalle (Firma BANSS und Eigenbau).....	27
Abb. 3:	Kopfelektrode – Frontalansicht (links) und Profilansicht (rechts).....	31
Abb. 4:	Herzelektrode – Gesamtaufnahme (links) und Nahaufnahme (rechts).....	32
Abb. 5:	Schematische Darstellung des Betäubungsstromflusses am Betäubungsgerät <i>FBT 2016-A</i> der Firma Fuhrmann, Neckargemünd .....	33
Abb. 6:	Ansatz der Betäubungszange hinter den Ohren (obere Reihe) an der Schläfe und am gegenüberliegenden Ohrgrund (mittlere Reihe) oder an beiden Schläfen (untere Reihe).....	35
Abb. 7:	Handzange <i>FBT 2010-B/C-D</i> (Firma Fuhrmann, Neckargemünd).....	38
Abb. 8:	Schematischer Ablauf der Schlachtung im Schlachtbetrieb mit Kontrollpunkten 1–3 (rot markiert).....	39
Abb. 9:	Kontrolle des Lidschlussreflexes (oben) und Kontrolle des Schmerzreflexes (unten).....	43
Abb. 10:	Ansicht der Kamera <i>Mobotix M15D-Sec</i> (oben), Ansicht der Kamera <i>Mobotix M26B-6N</i> (unten links), Ansicht der Actioncam <i>Rollei Actioncam 530</i> (unten rechts).....	45
Abb. 11:	Betäubungsaufzeichnung <i>STUN LOG</i> (Firma Fuhrmann, Neckargemünd).....	46
Abb. 12:	Gesamtstromflusszeit (1. Reihe), Stromanstieg (2. Reihe), mittlere Stromstärke Kopf-Durchströmung (3. Reihe), Frequenz und Stromform Kopf-Durchströmung (4. Reihe) (Fluke <i>ScopeMeter</i> ®).....	47



Abb. 13:	Einfluss des Stun-to-Stick-Intervalls auf die Bewertung der Betäubungseffektivität an Kontrollpunkt 1.....	70
Abb. 14:	Anteil der aufgrund von untypischem Krampfverhalten mit <i>nicht OK</i> bewerteten Entblutestiche (in %) an Kontrollpunkt 1.....	72
Abb. 15:	Anteil der Schweine mit untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Schlachtgruppen .....	73
Abb. 16:	Anteil der Schweine mit untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Betäubungsprogrammen A/B .....	74
Abb. 17:	Anteil der Schweine mit untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Ansatzpositionen der Betäubungszange.....	75
Abb. 18:	Anteil der Schweine mit untypischem Krampfverhalten an Kontrollpunkt 1 nach Betäubungsprogrammen 1–7.....	76
Abb. 19:	Nachbetäubungsrate nach Schlachtgruppen.....	78
Abb. 20:	Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen A/B.....	79
Abb. 21:	Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange.....	79
Abb. 22:	Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen 1–7.....	80
Abb. 23:	Nachbetäubungsrate nach genetischen Linien.....	81
Abb. 24:	Nachbetäubungsrate nach Entfernung zwischen Herkunfts- und Schlachtbetrieb für Bio-Schweine .....	82
Abb. 25:	Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen A/B in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine .....	83
Abb. 26:	Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine .....	84
Abb. 27:	Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine .....	84

Abb. 28:	Nachbetäubungsrate nach Muskelfleischanteil (in %) in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine.....	85
Abb. 29:	Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen 1–7 in der Schlachtgruppe der Bio-Schweine.....	86
Abb. 30:	Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen A/B in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine.....	87
Abb. 31:	Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine.....	88
Abb. 32:	Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine.....	89
Abb. 33:	Nachbetäubungsrate nach Muskelfleischanteil (in %) in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine.....	90
Abb. 34:	Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen 1–7 in der Schlachtgruppe der SHV-Schweine.....	90
Abb. 35:	Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen A/B in der Schlachtgruppe der WS-Schweine.....	91
Abb. 36:	Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange in der Schlachtgruppe der WS-Schweine.....	92
Abb. 37:	Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum in der Schlachtgruppe der WS-Schweine.....	93
Abb. 38:	Nachbetäubungsrate nach Muskelfleischanteil (in %) in der Schlachtgruppe der WS-Schweine.....	93
Abb. 39:	Nachbetäubungsrate nach Betäubungsprogrammen 1–7 in der Schlachtgruppe der WS-Schweine.....	94
Abb. 40:	Nachbetäubungsrate nach Schlachtgruppen – Betäubungsprogramm A.....	95
Abb. 41:	Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange – Betäubungsprogramm A.....	95

Abb. 42: Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum – Betäubungsprogramm A.....	96
Abb. 43: Nachbetäubungsrate nach Schlachtgruppen – Betäubungsprogramm B.....	97
Abb. 44: Nachbetäubungsrate nach Ansatzpositionen der Betäubungszange – Betäubungsprogramm B.....	97
Abb. 45: Nachbetäubungsrate nach Anlieferungszeitraum – Betäubungsprogramm B.....	98
Abb. 46: Schnappatmung an einem Teildatensatz (n = 4675) nach Betäubungsprogrammen A/B im zeitlichen Verlauf.....	99
Abb. 47: Abstände zwischen den Schnappatmungen an einem Teildatensatz (n = 4675) nach Betäubungs- programmen A/B.....	99
Abb. 48: Schlachtgewicht nach Schlachtgruppen.....	103
Abb. 49: Schlachtgewicht nach genetischen Linien.....	104
Abb. 50: Durchschnittliches Schlachtgewicht in Abhängigkeit von der Außentemperatur (in °C) des Schlachttages.....	105
Abb. 51: Muskelfleischanteil (in %) nach Schlachtgruppen.....	106
Abb. 52: Muskelfleischanteil (in %) nach genetischen Linien.....	107
Abb. 53: Muskelfleischanteil (in %) in Abhängigkeit von der Außen- temperatur (in °C) des Schlachttages.....	108
Abb. 54: pH <sub>40</sub> -Wert Schinken nach Schlachtgruppen.....	109
Abb. 55: pH <sub>40</sub> -Wert Schinken nach genetischen Linien.....	110
Abb. 56: pH <sub>40</sub> -Wert Schinken nach Betäubungsprogrammen A/B.....	111
Abb. 57: pH <sub>40</sub> -Wert Schinken nach Interaktion Schlachtgruppe / Betäubungsprogramm A/B.....	112

Abb. 58:	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken nach Interaktion genetische Linie / Betäubungsprogramm A/B.....	113
Abb. 59:	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken nach Anlieferungszeitraum.....	114
Abb. 60:	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken nach Interaktion Schlachtgruppe / Betäubungsprogramm 1–7.....	115
Abb. 61:	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach Schlachtgruppen.....	118
Abb. 62:	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach genetischen Linien.....	119
Abb. 63:	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach Betäubungsprogrammen A/B.....	120
Abb. 64:	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach Interaktion Schlachtgruppe / Betäubungsprogramm A/B.....	121
Abb. 65:	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach Interaktion genetische Linie / Betäubungsprogramm A/B.....	122
Abb. 66:	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach Anlieferungszeitraum.....	123
Abb. 67:	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach Interaktion Schlachtgruppe / Betäubungsprogramm 1–7.....	125

### 9.3 Tabellenverzeichnis

Tab. 1:	Verteilung der untersuchten Schweine nach genetischen Linien.....	25
Tab. 2:	Stromparameter der Vorversuche mit dem Betäubungsgerät <i>FBT 2016-A</i> (Baujahr 2018, Firma Fuhrmann, Neckargemünd).....	28
Tab. 3:	Stromparameter der Vorversuche mit dem Betäubungsgerät <i>TBG 200</i> (Baujahr 2019, Firma Haas, Neuler).....	29
Tab. 4:	Eingesetzte Stromparameter für das Betäubungs- programm A.....	30

Tab. 5:	Eingesetzte Stromparameter für das Betäubungsprogramm B.....	30
Tab. 6:	Eingesetzte Stromparameter bei der unabhängigen Stichprobenkontrolle durch das Beratungs- und Schulungsinstitut für Tierschutz bei Transport und Schlachtung (bsi) Schwarzenbek.....	31
Tab. 7:	Eingesetztes Personal für die Betäubung im Zeitraum der Hauptuntersuchungen.....	34
Tab. 8:	Verteilung der Ansatzpositionen der Betäubungszange .....	36
Tab. 9:	Eingesetztes Personal für die Entblutung im Zeitraum der Hauptuntersuchungen.....	37
Tab. 10:	Stromparameter der Nachbetäubungsgeräte.....	38
Tab. 11:	Mittelwerte der Befunde am Schlachtkörper – Übersicht.....	49
Tab. 12:	Stromparameter der Vorversuche mit dem Betäubungsgerät <i>FBT 2016-A</i> (Baujahr 2018, Firma Fuhrmann, Neckargemünd).....	59
Tab. 13:	Nachbetäubungsraten in den Vorversuchen mit dem Betäubungsgerät <i>FBT 2016-A</i> (Baujahr 2018, Firma Fuhrmann, Neckargemünd).....	60
Tab. 14:	Stromparameter der Vorversuche mit dem Betäubungsgerät <i>TBG 200</i> (Baujahr 2019, Firma Haas, Neuler).....	61
Tab. 15:	Nachbetäubungsraten in den Vorversuchen mit dem Betäubungsgerät <i>TBG 200</i> (Baujahr 2019, Firma Haas, Neuler).....	61
Tab. 16:	Verteilung der Schweine nach Schlachtgruppen auf die Herkunftsbetriebe.....	62
Tab. 17:	Verteilung der Schlachtgruppen auf die Betäubungsprogramme A/B.....	63

Tab. 18:	Verteilung der untersuchten Schweine nach Schlachtgruppen auf die Betäubungsprogramme 1–7.....	64
Tab. 19:	Verteilung der genetischen Linien auf die Schlachtgruppen Bio, SHV, WS.....	65
Tab. 20:	Verteilung der untersuchten Schweine nach genetischen Linien in den Betäubungsprogrammen A/B.....	66
Tab. 21:	Verteilung der untersuchten Schweine nach genetischen Linien in den Betäubungsprogrammen 1–7.....	67
Tab. 22:	Verteilung der Ansatzpositionen der Betäubungszange nach Betäubungseffektivität für die Betäubungsprogramme A/B.....	68
Tab. 23:	Stun-to-Stick-Intervall in Sekunden für die Betäubungsprogramme A/B.....	69
Tab. 24:	Mittelwerte für die Betäubungseffektivität.....	77
Tab. 25:	Betäubungsaufzeichnung mit der Software <i>STUN LOG</i> für das Gesamtkollektiv und die Betäubungsprogramme A/B .....	101
Tab. 26:	Befunde am Schlachtkörper für die Betäubungsprogramme A/B .....	102
Tab. 27:	pH <sub>40</sub> -Wert Schinken nach Interaktion Genetik / Betäubungsprogramm 1–7.....	116/117
Tab. 28:	pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach Interaktion Genetik / Betäubungsprogramm 1–7.....	126/127
Tab. 29:	Nachbetäubungsrate (in %), pH <sub>40</sub> -Wert Schinken und pH <sub>40</sub> -Wert Rippe nach Interaktion genetische Linie / Region.....	128
Tab. 30	Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv.....	165
Tab. 31	Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP).....	165

Tab. 32:	Spontanes Blinzeln 0–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP).....	166
Tab. 33:	Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv.....	166
Tab. 34:	Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP).....	167
Tab. 35:	Bulbusrotation 0–30 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) .....	167
Tab. 36:	Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv.....	168
Tab. 37:	Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP).....	168
Tab. 38:	Maulöffnen 0–10 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP)....	169
Tab. 39:	Lautäußerung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle im Gesamtkollektiv .....	170
Tab. 40:	Lautäußerung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle nach Betäubungsprogramm (BP).....	170
Tab. 41:	Lautäußerung nach Auswurf aus der Betäubungsfalle nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP).....	171
Tab. 42:	Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle im Gesamtkollektiv .....	172
Tab. 43:	Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle nach Betäubungsprogramm (BP).....	172
Tab. 44:	Untypisches Krampfverhalten nach Auswurf aus der Betäubungsfalle nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP).....	173

Tab. 45:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Lidschlussreflex 1.....	174
Tab. 46:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 1.....	174
Tab. 47:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 1.....	175
Tab. 48:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Lidschlussreflex 2.....	176
Tab. 49:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 2 .....	176
Tab. 50:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 2.....	177
Tab. 51:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Lidschlussreflex 3.....	178
Tab. 52:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 3.....	178
Tab. 53:	Lidschlussreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Lidschlussreflex 3.....	179
Tab. 54:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Schmerzreflex 1.....	180
Tab. 55:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 1.....	180



Tab. 56:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 1.....	181
Tab. 57:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Schmerzreflex 2.....	182
Tab. 58:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 2.....	182
Tab. 59:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 2.....	183
Tab. 60:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv – Schmerzreflex 3.....	184
Tab. 61:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 3 .....	184
Tab. 62:	Schmerzreflex 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP) – Schmerzreflex 3.....	185
Tab. 63:	Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv .....	186
Tab. 64:	Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP).....	186
Tab. 65:	Spontanes Blinzeln 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP).....	187
Tab. 66:	Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv .....	188
Tab. 67:	Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP).....	188

Tab. 68:	Bulbusrotation 30–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP).....	189
Tab. 69:	Schnappatmung 10–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv.....	190
Tab. 70:	Schnappatmung 10–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP).....	190
Tab. 71:	Schnappatmung 10–40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP).....	191
Tab. 72:	Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses im Gesamtkollektiv .....	192
Tab. 73:	Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Betäubungsprogramm (BP).....	192
Tab. 74:	Untypisches Krampfverhalten 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP).....	193
Tab. 75:	Bewegungen vor Eintritt in die Brühanlage (> 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses) im Gesamtkollektiv .....	194
Tab. 76:	Bewegungen vor Eintritt in die Brühanlage (> 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses) nach Betäubungsprogramm (BP).....	194
Tab. 77:	Bewegungen vor Eintritt in die Brühanlage (> 40 s nach Ende des Betäubungsstromflusses) nach Schlachtgruppe (SG) und Betäubungsprogramm (BP).....	195

## Erklärung

Ich erkläre: Ich habe die vorgelegte Dissertation selbständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten oder nicht veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben, die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der "Satzung der Justus-Liebig-Universität Gießen zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis" niedergelegt sind, eingehalten.

Hannover, den 17.09.2022

Lena Hartmann

## Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen bedanken, die diese Arbeit ermöglicht und zum Gelingen beigetragen haben:

Ich bedanke mich bei Herrn Prof. Dr. Sven König für die Möglichkeit der Anfertigung einer Doktorarbeit am Institut für Tierzucht und Haustiergenetik der Justus-Liebig-Universität Gießen, seine wertvollen Korrekturen und Anregungen sowie für das mir entgegengebrachte Vertrauen.

Herrn Dr. Martin von Wenzlawowicz vom bsi Schwarzenbek danke ich für seine Ratschläge, die großartige fachliche Betreuung dieser Promotionsarbeit und für alles, was ich von ihm gelernt habe.

Herrn Rudolf Bühler und Herrn Christian Bühler von der Bäuerlichen Erzeugergemeinschaft Schwäbisch Hall danke ich für die Möglichkeit der Durchführung dieser Arbeit sowie ihre ständige Unterstützung in der gesamten Zeit.

Ich bedanke mich herzlichst bei Frau Dr. Dr. Katharina May für die herausragende Betreuung dieser Arbeit, für die intensive Unterstützung bei der statistischen Auswertung meiner Daten und darüber hinaus für die Tatsache, dass sie mir jederzeit mit Rat und Tat zur Seite stand.

Den Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern am Erzeugerschlachthof Schwäbisch Hall danke ich für die tatkräftige Mithilfe, hier auch insbesondere den Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern der QS für die vielen wertvollen Gespräche und die persönliche sowie fachliche Unterstützung in dieser Zeit.

Herrn Dr. Werner Schreiber vom Amt für Veterinärwesen und Verbraucherschutz Schwäbisch Hall danke ich für das Zustandekommen dieser Arbeit.

Bei Frau Dr. Annekatrin Grimminger vom Amt für Veterinärwesen und Verbraucherschutz Schwäbisch Hall möchte ich mich insbesondere für den Rückhalt und die Begleitung dieser Arbeit über den gesamten Zeitraum bedanken.

Frau Dr. Susanne Jäckel möchte ich danken für ihren fachlichen Input, die Unterstützung vor Ort und dass sie immer ein offenes Ohr für mich hatte.

Ein ganz besonderer Dank gilt meinen Eltern, denen ich diese Arbeit widme, für absolut alles.

## Danksagung

---

Ein großes Dankeschön geht auch an meine Schwester und zwar dafür, dass es sie gibt und sie immer für mich da ist.

Zum Schluss möchte ich mich bei Johannes bedanken. Dafür, dass er bedingungslos hinter mir steht, für seine Geduld, die er manchmal mit mir haben musste und natürlich dafür, dass er immer an mich glaubt.



*édition scientifique*  
**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**

**VVB LAUFERSWEILER VERLAG**  
STAUFENBERGRING 15  
D-35396 GIESSEN

Tel: 0641-5599888 Fax: -5599890  
redaktion@doktorverlag.de  
www.doktorverlag.de

ISBN: 978-3-8359-7109-7



9 783835 197109 7