

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

Untersuchungen zur automatisierten Isoflurannarkose bei
der Saugferkelkastration mit den Narkosegeräten
PorcAnest und PigNap

von Helena Mathilde Irene Härtel

aus Hannover

München 2021

Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen
Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München

Lehrstuhl für Krankheiten des Schweines

Arbeit angefertigt unter der Leitung von: Univ.-Prof. Dr. Mathias Ritzmann
Mitbetreuung durch: Dr. Susanne Zöls und Dr. Sophie Gumbert

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

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Reinhard K. Straubinger, Ph.D.

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Mathias Ritzmann

Korreferent: Univ.-Prof. Dr. Andrea Meyer-Lindenberg

Tag der Promotion: 17. Juli 2021

Die vorliegende Arbeit wurde gemäß § 6 Abs. 2 der Promotionsordnung für die Tierärztliche Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München in kumulativer Form verfasst.

Folgende wissenschaftliche Arbeit ist in dieser Dissertationsschrift enthalten:

Helena Härtel, Sophie Gumbert, Anna Rauh, Marina Beisl, Jochen Schulz, Katrin Kempf, Steffanie Senf, Eva Winner, Christine Weiß, Andreas Nüßlein, Yury Zablotski, Mathias Ritzmann, Susanne Zöls

Untersuchungen zur automatisierten Isoflurannarkose bei der Saugferkelkastration

Tierärztl Prax Ausg G Großtiere Nutztiere 2021; 49: 167-177

Akzeptiert am 02. Februar 2021

Meiner Familie

INHALTSVERZEICHNIS

I.	EINLEITUNG.....	1
II.	LITERATURÜBERSICHT	3
1.	Rechtlicher Hintergrund	3
2.	Durchführung der Saugferkelkastration.....	3
3.	Schmerz	4
3.1.	Physiologie der Schmerzverarbeitung	5
3.2.	Schmerzverhalten	6
4.	Schmerzbeurteilung.....	8
4.1.	Physiologische Parameter	8
4.2.	Verhalten	10
4.3.	Abwehrbewegungen	12
5.	Isofluran	14
5.1.	Physikalisch-chemische Eigenschaften und Wirkmechanismen ...	14
5.2.	Nebenwirkungen	15
5.3.	Isofluranexposition	16
6.	Allgemeinanästhesie	17
6.1.	Überprüfung der Narkosetiefe.....	17
6.2.	Injektionsanästhesie	19
6.3.	Inhalationsanästhesie	21
6.3.1.	Automatisierte Isoflurannarkose.....	21
6.3.2.	Weitere Inhalationsnarkosen	23
7.	Wundheilung	24
III.	ERWEITERTE METHODENBESCHREIBUNG	27
1.	Ziel der vorliegenden Studie	27
2.	Projektdurchführung.....	27
2.1.	Studienbetriebe	27
2.2.	Kastration unter automatisierter Isoflurannarkose	28
2.2.1.	PorcAnest.....	30
2.2.2.	PigNap	31

2.3.	Evaluierung der automatisierten Isoflurannarkose.....	31
2.3.1.	In die Auswertung einbezogene Tiere.....	31
2.3.2.	Reaktion während der Kastration	33
2.3.3.	Narkosezwischenfälle und Verluste.....	34
2.3.4.	Aufwachphase	34
2.3.5.	Nachblutung, Wundheilung	35
2.3.6.	Isoflurankonzentration.....	36
2.3.7.	Mikrobiologische Untersuchungen	37
3.	Statistische Auswertung.....	38
IV.	PUBLIZIERTE STUDIENERGEBNISSE	41
V.	ERWEITERTE ERGEBNISSE	75
1.	In die Auswertung einbezogene Tiere.....	75
1.1.	Betrieb 1	76
1.2.	Betrieb 2	76
2.	Reaktion während der Kastration	77
2.1.	Einfluss auf die Narkosetiefe	77
2.2.	PorcAnest	79
2.2.1.	Betrieb 1	80
2.2.2.	Betrieb 2	80
2.3.	PigNap.....	81
2.3.1.	Betrieb 1	81
2.3.2.	Betrieb 2	82
3.	Narkosezwischenfälle und Verluste	82
3.1.	PorcAnest	82
3.2.	PigNap.....	83
4.	Aufwachphase	83
5.	Isoflurankonzentration	85
VI.	ERWEITERTE DISKUSSION	87
1.	In die Auswertung einbezogene Tiere.....	87
2.	Reaktion während der Kastration	88
3.	Narkosezwischenfälle und Verluste	94

4.	Aufwachphase	96
5.	Nachblutung, Wundheilung	98
6.	Isoflurankonzentration.....	100
7.	Mikrobiologische Untersuchungen	102
VII.	ZUSAMMENFASSUNG	105
VIII.	SUMMARY	107
IX.	TABELLENVERZEICHNIS	109
X.	ABBILDUNGSVERZEICHNIS.....	111
XI.	LITERATURVERZEICHNIS	113
XII.	DANKSAGUNG.....	131

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

ACTH	adrenokortikotrope Hormon
AGW	Arbeitsplatzgrenzwert
BfGA	Beratungsgesellschaft für Arbeits- und Gesundheitsschutz mbH
BLE	Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung
BMEL	Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft
BVL	Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit
CI	Konfidenzintervall
CO ₂	Kohlenstoffdioxid
DG	Durchgang
DLG	Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
EFSA	European Food Safety Authority
ESBL	Extended Spectrum β -Lactamase
F	Filter
FerkBetSachkV	Ferkelbetäubungssachkundeverordnung
GKZ	Gesamtkeimzahl
i. m.	intramuskulär
IASP	International Association for the Study of Pain
IFA	Institut für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung
K	Aufwachkiste der Ferkel
KH	konventionelle Haltung
LHM	lesion and health measurement
M	Narkosegasmaske
mg/m ³	Milligramm/Kubikmeter
mmHg	Millimeter Quecksilbersäule
MRSA	methicillinresistente <i>Staphylococcus aureus</i>
MW	Mittelwert
n	Anzahl
NFR	nozizeptiver Flexorreflex
NSAID	Nichtsteroidales Antiphlogistikum
N ₂ O	Distickstoffmonoxid
OR	Odds Ratio
O ₂	molekularer Sauerstoff
p	Signifikanzwert

p. op.	post operationem
PBS	phosphatgepufferte Salzlösung (phosphate buffered saline)
PCR	Polymerase-Kettenreaktion (polymerase chain reaction)
PK	kastrierende Person
PT	Person, die die Ferkel transportierte
r^2	Effektstärke
SD	Standardabweichung (standard deviation)
suva	Schweizerische Unfallversicherung
TierSchG	Tierschutzgesetz
Vol.-%	Volumenprozent
ZKR	Zwischenklauenreflex
ZNS	zentrales Nervensystem

I. EINLEITUNG

Die betäubungslose Ferkelkastration ist nach der Novellierung des Tierschutzgesetzes (TierSchG, 2006) im Jahr 2013 und Ablauf der Fristverlängerung seit Januar 2021 untersagt (DEUTSCHER BUNDESTAG, 2018). Mit dem Inkrafttreten der Ferkelbetäubungssachkundeverordnung (FerkBetSachkV) und der Zulassung des Narkosemittels "Isofluran Baxter vet 1000 mg/g" für die Ferkelkastration rückt die automatisierte Isoflurannarkose als mögliche Alternative in den Fokus der Öffentlichkeit (BVL, 2018; WALDMANN et al., 2018; FerkBetSachkV, 2020). Die Anschaffung der zurzeit 7 zertifizierten Narkosegeräte für die Ferkelkastration unter Isoflurannarkose wurde im Jahr 2020 vom Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL) subventioniert (BMEL, 2020; DLG, 2020). Bis Ende 2020 bewilligte das BMEL bis zu 2700 Förderanträge (BMEL, 2020). So erfährt seit Beginn dieses Jahres die Saugferkelproduktion in Deutschland einen umfassenden Wandel im Hinblick auf die Ferkelkastration.

Bereits in früheren Studien wurde die automatisierte Isoflurannarkose im Hinblick auf das Tierwohl, die Anwendersicherheit und die mikrobiologische Belastung untersucht (KUPPER & SPRING, 2008; ENZ et al., 2013a; WEBER et al., 2013; SCHWENNEN et al., 2016). Mit der Vorbereitung auf die Zertifizierung für den deutschen Markt wurden jedoch einige Narkosegeräte grundlegend überarbeitet und neue Geräte entwickelt. Das vom BMEL geförderte und von der Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE) betreute Projekt „IsoFer“ setzt sich zum Ziel, die automatisierte Isoflurannarkose zu optimieren und in Ferkelerzeugerbetrieben zu implementieren. In Zusammenarbeit mit der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover werden in 2 Teilprojekten die Dauer der Anflutungszeit, die Abwehrbewegungen während der Kastration und das Narkoserisiko für die Ferkel untersucht. Zudem wird die Isofluranexposition am Arbeitsplatz und die mikrobiologische Belastung von Narkosegasmasken ermittelt.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Rechtlicher Hintergrund

Die Kastration männlicher Saugferkel ist in der Europäischen Union durch die Richtlinie 2008/120/EG „Mindestanforderung für den Schutz von Schweinen“ reguliert. So ist die Kastration männlicher Saugferkel unter 8 Tage durch einen Tierarzt oder einen befähigten Tierpfleger erlaubt (EUR-LEX, 2008). In Deutschland regelt das Tierschutzgesetz (2006) die Saugferkelkastration und ist rechtlich bindend. Demzufolge dürfen unter 8 Tage alte, männliche Ferkel mit normalanatomischer Beschaffenheit als Ausnahme vom Amputationsverbot kastriert werden. Die Erlaubnis die Kastration ohne Betäubung durchzuführen, entfiel jedoch im Jahr 2013 mit der Änderung des § 5 Absatz 3 Nummer 1a im Tierschutzgesetz (2006). Nach einer Verlängerung der Übergangsfrist trat die Neuerung am 1. Januar 2021 in Kraft. Mit der Zulassung des Narkosemittels „Isofluran Baxter vet 1000 mg/g“ für die Kastration männlicher Saugferkel vor dem achten Lebenstag steht seit November 2018 ein Inhalationsanästhetikum für die Saugferkelkastration zur Verfügung (BVL, 2018). Im Januar 2020 trat schließlich die FerkBetSachkV in Kraft und ermöglicht, durch Aufhebung des Tierarztvorbehaltes, sachkundigen Personen die Durchführung der Isoflurannarkose (FerkBetSachkV, 2020).

2. Durchführung der Saugferkelkastration

Die Kastration von Saugferkeln erfolgt unbedeckt und ist in der Regel ein sehr kurzer Eingriff, da eine Blutstillung und ein Verschluss der Wunden nicht notwendig sind (PRUNIER et al., 2006; VON BORELL et al., 2008). Zu Beginn werden die normalanatomische Beschaffenheit und das Allgemeinbefinden der Ferkel überprüft und die Tiere anschließend in einer Halterung oder durch die kastrierende Person selbst fixiert (PLONAIT, 2004c; HEINRITZI, 2006b; PRUNIER et al., 2006). Der Skrotalbereich wird desinfiziert und mit einem Skalpell werden Skrotum und Processus vaginalis inzidiert (HEINRITZI, 2006b; PRUNIER et al., 2006; VON BORELL et al., 2008). Die Inzision erfolgt weit ventral, damit Sekrete ablaufen und eine Wundinfektion verhindert wird (PRUNIER et al.,

2006; VON BORELL et al., 2008). Nach Vorverlagerung der Hoden wird der Samenstrang inklusive der Blutgefäße mit Skalpell oder Emaskulator chirurgisch abgesetzt und die Wundumgebung mit einem geeigneten Desinfektionsmittel behandelt (GASSE, 2004; HEINRITZI, 2006b; PRUNIER et al., 2006).

3. Schmerz

Der International Association for the Study of Pain (IASP) zufolge ist Schmerz eine unerfreuliche, emotionale und sensorische Empfindung, die mit einer tatsächlichen oder potentiellen Gewebeschädigung einhergeht oder mit dieser vergleichbar ist (RAJA et al., 2020). Aufgrund einer rein subjektiven Schmerzempfindung ist die Übertragung dieser Definition auf Tiere herausfordernd (SANN, 2015; RAJA et al., 2020). Da Menschen und andere Wirbeltiere jedoch analoge Schmerzmechanismen aufweisen, ist die Möglichkeit Schmerzen wahrzunehmen, trotz der individuellen Empfindung, bei allen Spezies annähernd gleich (HARDIE, 2001; MELLOR & STAFFORD, 2004; HENKE et al., 2012). Wissenschaftlich wurde schon lange belegt, dass Tiere Schmerzen wahrnehmen und empfinden (MORTON & GRIFFITHS, 1985; HENKE et al., 2012). Schmerzen verbal nicht ausdrücken zu können, darf explizit nicht mit der Abwesenheit von Schmerzen gleichgesetzt werden (RAJA et al., 2020). Eine weitere häufig zitierte Definition beschreibt Schmerz von Tieren als „aversive sensorische Erfahrung“, die zu protektiven Reaktionen führt und Vermeidungsverhalten sowie speziesspezifisch verändertes Verhalten auslöst (ZIMMERMANN, 1986). MOLONY und KENT (1997) definieren Schmerz bei Tieren ebenfalls als „aversive sensorische Erfahrung“, die vom Bewusstsein der Tiere wahrgenommen wird oder mit einer potentiellen Gewebeschädigung einhergeht. Im Gegensatz zum Begriff „Schmerz“ beinhaltet die Nozizeption keine subjektiven Erfahrungen und wird definiert als die Aufnahme, Weiterleitung und Verarbeitung noxischer Reize sowohl im zentralen Nervensystem (ZNS) als auch im peripheren Nervensystem (PFANNKUCHE, 2008; SANN, 2015).

3.1. Physiologie der Schmerzverarbeitung

Noxen sind thermische, chemische oder mechanische Reize, die potentiell oder tatsächlich gewebescheidend wirken (SANN, 2015; SCHAIBLE, 2019). Neben Nadelstichen, Quetschungen oder Hitze kann es sich dabei auch um körpereigene Substanzen wie den Entzündungsmediatoren handeln (HENKE et al., 2012; SANN, 2015). Mithilfe des nozizeptiven Systems ist es Tieren und Menschen möglich, noxische Reize zu erkennen und mit Reflexen oder verändertem Verhalten darauf zu reagieren (SANN, 2015). Den peripheren Anteil des nozizeptiven Systems bilden die Nozizeptoren, die aus freien Nervenendigungen bestehen und nach der Lokalisation in somatische mit oberflächlichen (Haut) und tief gelegenen (Muskulatur, Gelenke) Nervenzellendigungen und in viscerale Nozizeptoren eingeteilt werden (PFANNKUCHE, 2008; HENKE et al., 2012; SCHAIBLE, 2019). Die meisten Nervenendigungen sind hochschwellige, polymodale Rezeptoren, die undifferenziert von noxischen Reizen aktiviert werden und stehen damit im Gegensatz zu niederschwelligen Rezeptoren, die von Reizen im physiologischen Bereich (z. B. Wärme, Kälte, Berührungen) angesprochen werden (PFANNKUCHE, 2008; SANN, 2015; SCHAIBLE, 2019). In der Aufnahme noxischer Reize an den Nozizeptoren nehmen nichtselektive Kationenkanäle eine zentrale Rolle ein (PFANNKUCHE, 2008; SANN, 2015). Die Aktivierung dieser Kanäle führt zum Einstrom extrazellulären Natriums in die Zelle und damit zu einer Depolarisierung (PFANNKUCHE, 2008; SANN, 2015). Die Weiterleitung zum Rückenmark erfolgt über Nervenfasern, die überwiegend aus langsam leitenden, unmyelinisierten C-Fasern bestehen, die polymodal aktiviert werden und zu einem dumpfen, schwer lokalisierbaren Schmerz führen (HENKE et al., 2012; SCHAIBLE, 2019). HENKE et al. (2012) unterscheiden außerdem schnell leitende, myelinisierte A-Fasern und A β -Fasern. Erstere werden thermisch und mechanisch gereizt und als scharfer, gut lokalisierbarer Schmerz wahrgenommen (HENKE et al., 2012). Die A β -Fasern sind ebenso myelinisiert, werden durch taktile Reize stimuliert und führen zu den Empfindungen Vibration, Kitzeln und Stechen (HENKE et al., 2012). Das zentrale nozizeptive System besteht aus den Axonen der Nozizeptoren, die im Tractus spinothalamicus zusammenlaufen und das thalamokortikale

System aktivieren (SANN, 2015; SCHAIBLE, 2019). Der Tractus führt zum Thalamus, wo die bewusste Schmerzwahrnehmung stattfindet sowie zum Hirnstamm, der vegetative Reaktionen vermittelt (SANN, 2015; SCHAIBLE, 2019). Zudem laufen die Bahnen in der *Formatio reticularis* zusammen, die mit dem limbischen System die affektive Komponente darstellt (SANN, 2015; SCHAIBLE, 2019). Neurone, die im Rückenmark direkt verschaltet werden, aktivieren durch noxische Reize Motoneurone und lösen Schutzreflexe wie den Wegziehreflex aus (SANN, 2015; SCHAIBLE, 2019). Auch vegetative Reflexe können durch Noxe ausgelöst werden, die unter Kontrolle des Hirnstamms zu vegetativen Reaktionen wie Änderungen der Durchblutung führen (SANN, 2015). Unter Narkose werden Schmerzreize weiterhin in primär afferenten Neuronen und im Rückenmark weitergeleitet, doch die Wahrnehmung des Schmerzes ist unterbunden (SCHAIBLE, 2019).

3.2. Schmerzverhalten

Anatomie und Physiologie der Nozizeption der Säugetiere sind annähernd identisch, sodass anzunehmen ist, dass auch die Mechanismen der Schmerzwahrnehmung ähnlich ablaufen (HENKE, 2001; HENKE et al., 2012). Die Fähigkeit Schmerzen zu äußern unterliegt jedoch altersabhängigen und tierartspezifischen Unterschieden und basiert zudem auf vorherigen Erfahrungen (HARDIE, 2001; HENKE et al., 2012; SANN, 2015). So reagieren Beutetiere im Gegensatz zu Raubtieren weniger offensichtlich auf Noxe und neugeborene Tiere zeigen oft noch ein ungerichtetes Schmerzverhalten (BENRATH & SANDKÜHLER, 2000; HENKE et al., 2012; SANN, 2015). Entgegen früherer Annahmen nehmen Neugeborene Schmerzen aber ebenso wahr wie Adulte und empfinden Schmerzen sogar sensibler (HENKE et al., 2012). Erfahren Tiere Schmerzen, wird die Physiologie dahingehend geändert, dem Schaden auszuweichen oder ihn zu minimieren (MOLONY & KENT, 1997). Schmerzhaft stimuli führen weiterhin zu Schutzreflexen oder Reaktionen mit dem Ziel, andere Tiere (Menschen) aufzufordern Hilfe zu leisten oder das schmerzhaft Handeln zu beenden (z. B. Veränderung der Körperhaltung, Schreien) (MOLONY & KENT, 1997). Akute Schmerzreize aktivieren das sympathische Nervensystem und lösen die Freisetzung von

Katecholaminen aus dem Nebennierenmark aus (DIENER, 2015). Adrenalin und Noradrenalin wirken positiv inotrop, steigern die Herzfrequenz und bewirken eine periphere Vasokonstriktion, die zum Blutdruckanstieg führt (MOLONY & KENT, 1997; SNEDDON & GENTLE, 2000; HENKE et al., 2012). Aufgrund der Zentralisierung des Kreislaufes werden Organe wie Gehirn, Leber und Herz stärker durchblutet und die Sauerstoffaufnahme dieser Organe steigt (HENKE et al., 2012). Zugleich wird bei Schmerzempfindungen die Hypothalamus-Hypophysen-Nebennierenrinden-Achse aktiviert und β -Endorphine sowie das adrenokortikotrope Hormon (ACTH) aus dem Hypophysenvorderlappen freigesetzt (HENKE et al., 2012; DIENER, 2015). β -Endorphine sind körpereigene Opioide, die an den μ - und δ -Opioidrezeptoren analgetisch wirken, wohingegen ACTH die Freisetzung von Glukokortikoiden aus der Nebennierenrinde stimuliert (DIENER, 2015). Sowohl β -Endorphine als auch ACTH wirken immunsuppressiv (DIENER, 2015). Neben Reaktionen wie Vokalisation und Aggressivität auf hochakute Schmerzzustände äußert sich das Schmerzverhalten unspezifisch (WHITE et al., 1995; WEARY et al., 1998; TAYLOR & WEARY, 2000; HARDIE, 2001; HENKE et al., 2012; SANN, 2015). Tiere reagieren dann mit einer verminderten Futter- und Wasseraufnahme, einer veränderten Körperhaltung, einer verringerten Aktivität oder mit Rastlosigkeit (HARDIE, 2001; HENKE et al., 2012; SANN, 2015). Die Verweigerung der Futteraufnahme basiert auf einer herabgesetzten Darmmotilität und einem Unwohlsein der Tiere (HENKE et al., 2012). Chronische Schmerzen führen zu schleichenden Veränderungen wie Gewichtsverlust, reduziertem Pflegezustand und stereotypischem Verhalten (HARDIE, 2001; HENKE et al., 2012).

Beim Schwein ist das Schmerzverhalten für den ungeübten Betrachter oft schwer zu erkennen, da Schweine beispielsweise bei jeglicher Handhabung schreien (WEARY et al., 1998; TAYLOR & WEARY, 2000; HARDIE, 2001). Die Intensität der Vokalisation nimmt bei Schmerzen jedoch zu (WEARY et al., 1998; TAYLOR & WEARY, 2000). Typisches Schmerzverhalten beim Schwein ist außerdem ein verändertes Sozialleben, Isolation oder abhängig von der Schmerzlokalisierung ein verändertes Gangbild wie Steifheit der Beine, Zittern oder ein vermehrtes Schwanzwackeln (HARDIE, 2001; HAY et al., 2003).

4. Schmerzbeurteilung

Tiere zeigen Reaktionen auf Schmerzreize, weshalb Veränderungen im Verhalten und Abweichungen physiologischer Parameter für die Schmerzbeurteilung herangezogen werden können (SNEDDON & GENTLE, 2000). Da die Schmerzempfindung stets subjektiv ist und Tiere nicht direkt verbal kommunizieren, sind genaue Kenntnisse über tierartsspezifisches Schmerzverhalten und ein erfahrener Betrachter, der mit den Tieren vertraut ist, für eine genaue Evaluierung unabdingbar (MORTON & GRIFFITHS, 1985; MARTIN et al., 1993; MOLONY & KENT, 1997; SNEDDON & GENTLE, 2000; PRUNIER et al., 2012; SANN, 2015). Die Methoden der Schmerzbeurteilung sollten dabei sensitiv, schmerzspezifisch und verlässlich sein, ohne durch den Betrachter beeinflusst zu werden (MEAGHER, 2009; ISON et al., 2016). Ebenso fordern MELLOR und STAFFORD (2004), dass nur spezifische Parameter für die Beurteilung herangezogen werden, die bei einem Tier ohne Schmerzen abwesend sind. Des Weiteren sollten die Parameter stets auf ihre Eignung überprüft werden und nicht auf andere Spezies ohne vorherige Evaluierung übertragen werden (MELLOR & STAFFORD, 2004). Nach PRUNIER et al. (2012) müssen Schmerzparameter so gewählt werden, dass diese auch von externen Beobachtern erkannt werden. Da Schmerz nicht direkt messbar ist, haben sich indirekte Methoden wie Verhaltensänderungen der Tiere und physiologische Parameter als Schmerzparameter in verschiedenen Studien etabliert, wobei laut den Autoren eine Kombination entscheidend ist (MOLONY & KENT, 1997; SNEDDON & GENTLE, 2000; MELLOR & STAFFORD, 2004; ISON et al., 2016). Darüber hinaus können verringerte Produktionsparameter (Gewichtsentwicklung, Fruchtbarkeit) ebenso wie Verletzungen und Läsionen auf Schmerzen hinweisen (PRUNIER et al., 2012; SCHNEICHEL & SCHNEICHEL, 2019).

4.1. Physiologische Parameter

Nach WEARY et al. (2006) ist die Erhebung physiologischer Reaktionen neben der Verhaltensbeurteilung und Messung von Körperfunktionen wie Gewichtszunahme eine geeignete Methode, Schmerzen zu beurteilen. Eine Erhöhung des Sympathikotonus aufgrund von Schmerzreizen führt zu

einer Reihe veränderter physiologischer Parameter, die quantifizierbar sind (HENKE et al., 2012; DIENER, 2015). Veränderungen der Herz- und Atemfrequenz sowie des Blutdrucks, können nichtinvasiv ermittelt werden und lassen Rückschlüsse auf eine schmerz- oder stressbedingte Aktivierung des Sympathikus zu (MELLOR & STAFFORD, 2004; HENKE et al., 2012). Konzentrationen der Katecholamine sind im Blutserum messbar und wurden bereits in mehreren Studien zum Nachweis einer Schmerz- und Stressbelastung von Ferkeln verwendet (HAY et al., 2003; SCHULZ et al., 2007a; MÜHLBAUER et al., 2009; HENKE et al., 2012; MEINECKE & HUBER, 2015; HOFMANN et al., 2019; RAUH et al., 2019). Während sich Adrenalin als unmittelbarer Schmerzparameter auf einen noxischen Reiz eignet, können erhöhte Konzentrationen von Noradrenalin eher auf eine körperliche Aktivität oder einen lokalen Gewebeschaden hinweisen (MELLOR & STAFFORD, 2004; DIENER, 2015). Die Halbwertszeiten der Katecholamine werden in der Literatur zwischen 20 Sekunden und 10 Minuten angegeben, weshalb die Beprobung direkt nach einem schmerzhaften Eingriff erfolgen muss (MEINECKE & HUBER, 2015). Dies konnte in einer Studie zum Einsatz verschiedener Lokalanästhetika und Applikationsweisen bei der Saugferkelkastration von RAUH et al. (2019) bestätigt werden. In den Untersuchungen stiegen die Konzentrationen von Adrenalin und Noradrenalin im Blutserum direkt nach der Kastration im Vergleich zu den Basalwerten (45 Minuten vor Kastration) an und fielen bereits 5 Minuten später signifikant wieder ab (RAUH et al., 2019). Ergebnisse von SCHULZ et al. (2007a) zeigen, dass die Konzentrationen von Adrenalin und Noradrenalin der unter Isoflurannarkose kastrierten Ferkel nach der Kastration im Vergleich zum Basalwert sanken und die Konzentrationen der anästhesierten Ferkel verglichen mit den betäubungslos kastrierten Ferkeln geringer waren (SCHULZ et al., 2007a). Ebenso eignet sich nach HENKE et al. (2012) eine erhöhte Konzentration der β -Endorphine als aussagekräftiger Stress- und Schmerzparameter. ACTH entstammt ebenso wie β -Endorphine aus der Pars intermedia des Hypophysenvorderlappens und stimuliert die Produktion von Glukokortikoiden in der Nebenniere (MEINECKE & HUBER, 2015). Neben ACTH gilt daher auch Kortisol als möglicher Parameter für die Stress- und Schmerzbeurteilung und wurde in vielen Studien als Nachweis und zur

Evaluierung schmerzhafter Eingriffe wie der Kastration verwendet (WALKER et al., 2004; ZÖLS et al., 2006; SCHULZ et al., 2007a; MÜHLBAUER et al., 2009; KEITA et al., 2010; NUMBERGER et al., 2016; SALLER et al., 2020). KEITA et al. (2010) untersuchten den Einfluss einer präemptiven Meloxicamgabe auf den Kastrationsschmerz und stellten 30 Minuten nach der Kastration signifikant niedrigere Konzentrationen von ACTH und Kortisol, verglichen mit der Placebo-Kontrollgruppe, fest. Die Schwierigkeit der Schmerzbeurteilung anhand physiologischer Parameter ist, dass sie nicht schmerzspezifisch sind, sondern durch jegliche Stresssituationen ansteigen sowie einem circadianen Rhythmus unterliegen (MEINECKE & HUBER, 2015; SHEIL & POLKINGHORNE, 2020). So ist es nach WEARY et al. (2006) nicht immer möglich, Stress und Schmerz anhand dieser Parameter zu unterscheiden. Ein Ansatz schmerzbedingte Veränderungen von Stressreaktionen ohne Schmerzbeteiligung abzugrenzen, ist die Messung von Basalblutproben vor dem potentiell schmerzhaften Eingriff und der Vergleich mit Kontrollgruppen (MOLONY & KENT, 1997; MELLOR & STAFFORD, 2004; HENKE et al., 2012; LANDA, 2012).

4.2. Verhalten

Die Schmerzbeurteilung bei Ferkeln anhand von Verhaltensänderungen erfolgte bereits in vielen Studien (ZIMMERMANN, 1986; MCGLONE et al., 1993; MOLONY & KENT, 1997; MOLONY et al., 2002; HAY et al., 2003; HANSSON et al., 2011; BALDINGER et al., 2017; HUG et al., 2018). Verhaltensbeobachtungen sind nach MEAGHER (2009) und ISON et al. (2016) gute und vor Ort schnell durchführbare Methoden, die direkte Ergebnisse liefern und die Beurteilung ansonsten schwer messbarer Parameter (z. B. Nestbauqualität) ermöglichen. MEAGHER (2009) verglich mehrere Verhaltensstudien und verdeutlichte, dass Methoden der Verhaltensbeobachtung bei Tieren valide und zuverlässig sind, sofern die Skalen für die Bewertung und die Absolvierung der Tests gewissenhaft und überlegt durchgeführt werden. Um eine bessere Vergleichbarkeit zu erzielen, schlagen ISON et al. (2016) vor, Methoden über mehrere Studien hinweg zu standardisieren. MELLOR und STAFFORD (2004) weisen darauf hin, dass die Beurteilung schmerzspezifischen Verhaltens nur möglich ist,

wenn dieses definiert ist. Dann kann es bei überlegtem Einsatz jedoch auch zur Schmerzquantifizierung verwendet werden (MELLOR & STAFFORD, 2004). Indikatoren für Schmerz sollten außerdem separat für Schmerztypen und Tierspezies untersucht werden (MOLONY & KENT, 1997). MCGLONE et al. (1993) evaluierten Verhaltensänderungen von Saugferkeln nach der Kastration und stellten im ersten Telexperiment eine längere Liegedauer und in einer Folgestudie kürzere Säugezeiten und geringere Gewichtszunahmen der kastrierten Tiere fest. In einer weiteren Studie untersuchten HAY et al. (2003) das Verhalten männlicher Saugferkel 1 bis 5 Tage nach der Kastration und erstellten eine Übersicht von schmerzspezifischen und unspezifischen Verhaltensänderungen. Ein Verhalten wurde als schmerzspezifisch definiert, wenn es in vorherigen Studien von MOLONY und KENT (1997) und MELLOR et al. (2000) bereits mit Schmerzen assoziiert wurde. Dazu zählen u. a. Steifheit der Beine, Kratzen der schmerzhaften Region, regungsloses Sitzen oder Liegen, Kopftiefhaltung und Schwanzwackeln (HAY et al., 2003). Die Ergebnisse zeigen Verhaltensänderungen die nur in den ersten Stunden (Zittern, Isolation) und Tagen (Schwanzwackeln, Kratzen) auftraten sowie Verhaltensweisen, die über den gesamten Beobachtungszeitraum hinweg vorkamen (Spasmen, Zusammenkauern) (HAY et al., 2003). Insgesamt verbrachten kastrierte Ferkel weniger Zeit am Gesäuge, verloren jedoch nicht an Gewicht (HAY et al., 2003). BALDINGER et al. (2017) verglichen postoperatives Verhalten sowie die Gewichtsentwicklung männlicher Saugferkel, die unter Inhalations- und Injektionsnarkose kastriert wurden und konnten im Gegensatz zum Verhalten keine Unterschiede in der Gewichtsentwicklung feststellen. Nach der Injektionsnarkose zeigten die Ferkel häufiger motorische Auffälligkeiten, hielten sich weniger im Ferkelnest und vermehrt im Bereich der Sau auf, was zu häufigeren Situationen mit Erdrückungsgefahr führte (BALDINGER et al., 2017). HUG et al. (2018) untersuchten die Saugferkelkastration unter Isoflurannarkose mit zusätzlicher Gabe von Meloxicam, Butorphanol und intratestikulär appliziertem Lidocain und erhoben neben Abwehrbewegungen während der Kastration auch das postoperative Verhalten 24 Stunden später anhand des Scores von STARK (2014). Neben unspezifischen Verhaltensweisen wie Spielen, Liegen und

Positionsänderungen wurden auch schmerzspezifische Abweichungen wie Kratzen und Schwanzwackeln erfasst (HUG et al., 2018). Des Weiteren wurde das Allgemeinbefinden auf einer 10 cm langen visuellen Analogskala von 0 (schlechtes Allgemeinbefinden) bis 10 (sehr gutes Allgemeinbefinden) bewertet. In der erwähnten Studie von STARK (2014) wurden 3 bis 4 Tage alte männliche Saugferkel mit und ohne vorheriger Applikation eines nichtsteroidalen Antiphlogistikums (NSAIDs) betäubungslos kastriert sowie eine Kontrollgruppe lediglich nach NSAID Applikation fixiert. Im Anschluss wurden die Tiere in definierten Zeitabständen gefilmt und Verhaltensweisen in Anlehnung an HAY et al. (2003) verblindet ausgewertet (STARK, 2014). Neben schmerzspezifischen Parametern, wie Schwanzwackeln, Schmerzhaltung und Positionswechsel, wurden nicht spezifische Verhaltensweisen wie Zeit am Gesäuge, Spielen und Liegen sowie das Sozialverhalten erhoben (STARK, 2014). Betäubungslos kastrierte Ferkel zeigten demnach seltener eine Schmerzhaltung und spielten mehr als Tiere der Handlings-Kontrollgruppe (STARK, 2014).

4.3. Abwehrbewegungen

Die ohne Anästhesie durchgeführte Kastration von Saugferkeln führt zu motorischen Reaktionen, die sich in Abwehrbewegungen und Fluchtversuchen äußern (WALKER et al., 2004). Diese Abwehrreaktionen wurden von Autoren mehrerer Studien als Parameter der Schmerzbeurteilung bei der Ferkelkastration verwendet und mithilfe verschiedener Scores klassifiziert (WALDMANN et al., 1994; HORN et al., 1999; WENGER et al., 2002; KUPPER & SPRING, 2008; HOPPE, 2011; SCHWENNEN et al., 2016; HUG et al., 2018). Neben der Reaktion auf einen schmerzhaften Stimulus kann die Narkosetiefe nach BOSCHERT et al. (1996) auch anhand der Bewusstlosigkeit und Muskelrelaxation bewertet werden, sofern keine Muskelrelaxantien eingesetzt werden. WALDMANN et al. (1994) und HORN et al. (1999) führten Untersuchungen mit verschiedenen Lokalanästhetika und unterschiedlichen Applikationsweisen durch und beurteilten die Wirksamkeit anhand von Abwehrbewegungen. In der Studie von HORN et al. (1999) zeigten die Ferkel nach der intratestikulären Applikation von Lidocain 2 % signifikant

weniger Abwehrbewegungen und Lautäußerungen im Vergleich zu Ferkeln ohne Lokalanästhetikum. WENGER et al. (2002) kastrierten 4 bis 18 Tage alte Saugferkel unter Halothananästhesie (5 Volumenprozent [Vol.-%]) und entwickelten, um den Schmerz zu klassifizieren, eine numerische Rating-Skala, die die Anzahl der Abwehrbewegungen und Lautäußerungen während der Kastration beinhaltet. Zeigte ein Ferkel keine Reaktion auf die Hautschnitte oder die Durchtrennung der Samenstränge, wurde der Score 0 sowie bei einer leichten Reaktion einer Gliedmaße der Score 1 vergeben. Score 2 entsprach mäßigen Abwehrbewegungen mehrerer Gliedmaßen und Score 3 und 4 mäßigen sowie heftigen Abwehrbewegungen und Lautäußerungen (WENGER et al., 2002). RINTISCH et al. (2012) beschrieben in Untersuchungen der Saugferkelkastration unter Injektionsnarkose eine Korrelation zwischen den Abstufungen im Score von WENGER et al. (2002) und der elektrischen Antwort von Nervenfasern der Flexoren einer Gliedmaße. Ebenso beurteilten WALKER et al. (2004) die Schmerzäußerung von Saugferkeln während der Kastration unter Isoflurannarkose anhand einer numerischen Rating-Skala. Der von KEITA et al. (2010) verwendete „global behavior score“ umfasste die An- oder Abwesenheit von Bewegungen der Gliedmaßen sowie Urin- und Kotabsatz während der Kastration. In Untersuchungen zur Saugferkelkastration unter Inhalationsnarkose mittels Kohlenstoffdioxid (CO₂) etablierte HOPPE (2011) separate Scores für das Abwehrverhalten und die Lautäußerungen der Ferkel während der Fixation und der Kastration. Neben der Anzahl der Abwehrbewegungen und Lautäußerungen wurde auch die Intensität der Reaktionen in den Score mit eingeschlossen (HOPPE, 2011). HUG et al. (2018) verwendeten für die Evaluierung der Abwehrbewegungen bei der Kastration einen Score von BERCHTOLD (2015). Vor der Kastration wurde in jeden Hoden eine Nadel eingestochen und die Reaktionen mithilfe eines Scores von 0 (keine Abwehr) bis 4 (fortdauernde starke Bewegungen und Lautäußerung) bewertet. Bei einer Beurteilung mit einem Score < 2 wurde das Ferkel kastriert und die Reaktionen bei jeder schmerzauslösenden Handlung der Kastration mit demselben Score bewertet (HUG et al., 2018). Die Ergebnisse zeigten eine verbesserte Analgesie der unter Isoflurannarkose kastrierten Ferkel, wenn zusätzlich zum Meloxicam ein

Lidocain intratestikulär appliziert wurde (HUG et al., 2018). ISON et al. (2016) evaluierten mehrere Studien über Schmerzindikatoren und postulierten, dass „spontaneous pain-related behaviors“ wie Abwehrbewegungen die verlässlichsten Parameter der Schmerzerkennung sind.

5. Isofluran

5.1. Physikalisch-chemische Eigenschaften und Wirkmechanismen

Isofluran ist ein farbloser, stechend riechender, UV-lichtbeständiger und in Gummi löslicher halogener Ether, welcher bei einem Siedepunkt von 48,5 °C vollständig in den gasförmigen Zustand übergeht (ERHARDT et al., 2012; LARSEN, 2018a). Der Ether liegt bei Raumtemperatur in flüssiger Form vor und findet als volatiles Narkosemittel in der Human- und Tiermedizin Anwendung (LARSEN, 2018a). Der volumenprozentige Anteil beschreibt die Konzentration des Narkosegases oberhalb der flüssigen Phase, die sich in einer verschlossenen Flasche mit der gasförmigen Phase im Gleichgewicht befindet (LARSEN, 2018a). Der Dampfdruck von Isofluran ist temperaturabhängig und wird in der Literatur bei 20 °C zwischen 238 mmHg (LARSEN, 2018a) und 250 mmHg (LÖSCHER, 2014b) angegeben. Die Sättigungskonzentration steigt mit steigender Temperatur (ERHARDT et al., 2012).

Die Löslichkeit eines Narkosegases im Blut bestimmt die Dauer der Einleitung und der Aufwachphase und wird mit dem Blut-Gas-Verteilungskoeffizienten angegeben (ERHARDT et al., 2012). Je niedriger der Blut-Gas-Koeffizient, desto schneller steigt der alveoläre Partialdruck und desto größer ist die abgegebene Menge des Anästhetikums ins Blut und folglich an das ZNS (ERHARDT et al., 2012). Der Blut-Gas-Verteilungskoeffizient von Isofluran ist mit 1,46 im Vergleich zu anderen Inhalationsanästhetika niedrig und begünstigt so eine rasche Einleitung (ERHARDT et al., 2012; LARSEN, 2018a). Isofluran hat sehr gute muskelrelaxierende und gute hypnotische Eigenschaften, wirkt jedoch nur schwach analgetisch (ERHARDT et al., 2012). Das Anästhetikum wird hauptsächlich über die Lunge eliminiert und zu 0,2 % in der Leber metabolisiert (ERHARDT et al., 2012; LARSEN, 2018a).

5.2. Nebenwirkungen

Die kardiovaskuläre Wirkung von Isofluran ist dosisabhängig und bewirkt bei gesunden Tieren eine Inotropie (LARSEN, 2018a). Zudem führt Isofluran zu einer ausgeprägten direkten Vasodilatation, die indirekt den peripheren Widerstand herabsetzt und so zu einem Abfall des mittleren arteriellen Blutdruckes und einer kompensatorischen Tachykardie führt (LARSEN, 2018a). Als Reaktion auf einen chirurgischen Stimulus kann der Blutdruck wieder ansteigen kann (LARSEN, 2018a). Das Anästhetikum bewirkt eine dosisabhängige Atemdepression, schwächt die reflektorische pulmonale Vasokonstriktion ab und reizt die Schleimhäute (ERHARDT et al., 2012; LARSEN, 2018a). Neben respiratorischer Effekte bei hohen Konzentrationen wie Atemanhalten führt die dosisabhängige Atemdepression von Isofluran bei Spontanatmung zu einer Hypoventilation, was wiederum die Einleitungsphase verlängert (LARSEN, 2018a). Jede Narkose birgt die Gefahr von Narkosezwischenfällen, die insbesondere bei zu tiefer Narkose zum Atemstillstand bis hin zum Herzstillstand führen kann (LÖSCHER, 2014b). Das Institut für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung (IFA) deklariert Isofluran als einen Gefahrenstoff, der akut zur Schleimhautreizung der Atemwege und in subnarkotischen Konzentrationen (8665-34362 mg/m³) zu neurologischen Ausfällen wie Amnesie und verlangsamten Reaktionen auf Stimuli führt (IFA, 2020). Zur chronischen Toxizität liegen dem IFA zufolge unzureichend Daten vor, ein lebertoxisches Potential ist aber „wenn überhaupt - nur sehr gering ausgeprägt“ (IFA, 2020). Ebenso liegen den wenigen Studien zufolge keine Anzeichen für ein reproduktions- und genotoxisches Potential vor (IFA, 2020). Gemäß LARSEN (2018a) ist Isofluran weder nephro- oder lebertoxisch, noch wirkt es teratogen, mutagen oder karzinogen. Der Autor begründet seine Aussage mit der geringen Metabolisierungsrate von Isofluran. ENGELHARDT und WERNER (2013) messen Isofluran eine geringe lebertoxische Wirkung und keine Beeinflussung der Nierenfunktion bei. Laut ENGELHARDT und WERNER (2013) ist eine mögliche teratogene Wirkung unklar, daher sollte Isofluran nicht in der Schwangerschaft angewendet werden. Des Weiteren ist das Narkosemittel

ein potentieller Auslöser der malignen Hyperthermie (ENGELHARDT & WERNER, 2013; LARSEN, 2018a).

5.3. Isofluranexposition

Isofluran ist ein Gefahrenstoff mit potentiellen akuten und chronischen Gesundheitsgefahren und wirkt u. a. reizend auf die Schleimhäute der Atemwege (AUSSCHUSS FÜR GEFAHRSTOFFE, 2006; IFA, 2020). Der Arbeitsplatzgrenzwert (AGW) wird als „Grenzwert für die zeitlich gewichtete durchschnittliche Konzentration eines Stoffes in der Luft am Arbeitsplatz in Bezug auf einen gegebenen Referenzzeitraum“ definiert (AUSSCHUSS FÜR GEFAHRSTOFFE, 2006; BFGA). Der Grenzwert beschreibt Schichtmittelwerte, hochgerechnet auf eine 8-stündige Exposition an 5 Tagen pro Woche während der Lebensarbeitszeit (AUSSCHUSS FÜR GEFAHRSTOFFE, 2006; BFGA). Für Deutschland wurde bisher kein AGW ermittelt, jedoch ist gemäß dem IFA (2020) eine Gefährdung der Gesundheit bei anhaltender Exposition unter 80 mg/m^3 unwahrscheinlich (IFA). Dabei wird die Arbeitsplatzsicherheit häufig anhand des international niedrigsten Grenzwerts von 15 mg/m^3 aus Ontario (Kanada) und Israel beurteilt (IFA). Weitere AGWs anderer Staaten liegen bei 77 mg/m^3 (Schweiz) bzw. 80 mg/m^3 (Österreich, Schweden) oder abweichend bei 383 mg/m^3 in Großbritannien und Spanien (IFA). Isofluran fördert als Fluorchlorkohlenwasserstoff den Treibhauseffekt und trägt zur Zerstörung der Ozonschicht bei (KUPPER & SPRING, 2008; LOSCAR et al., 2012; LARSEN, 2018a). Allerdings stammt beispielsweise der Anteil des klimaschädlichen Distickstoffmonoxid (N_2O) nur zu 1 % aus der Anästhesie, sodass Inhalationsanästhetika global gesehen bei der Förderung des Treibhauseffekts und der Zerstörung der Ozonschicht eine geringere Bedeutung beigemessen werden (KUPPER & SPRING, 2008; LOSCAR et al., 2012; LARSEN, 2018a). Ungeachtet dessen wird aus Gründen des Gesundheits- und Umweltschutzes ein sorgfältiger Umgang mit Isofluran und die Nutzung technisch einwandfreie Geräte empfohlen, um die Isofluranexposition am Arbeitsplatz möglichst gering zu halten (KUPPER & SPRING, 2008; LOSCAR et al., 2012; ENZ et al., 2013a).

6. Allgemeinanästhesie

Die Allgemeinanästhesie führt zu einem reversiblen Zustand der Hypnose, Muskelrelaxation sowie Analgesie und wird von LÖSCHER (2014b) als „eine Ausschaltung der Empfindungs- und Sinneswahrnehmungen (inkl. Schmerz)“ beschrieben (ERHARDT et al., 2012). Allgemeinanästhetika werden in Injektions- und Inhalationsanästhetika eingeteilt (ERHARDT et al., 2012; ENGELHARDT & WERNER, 2013). Bei Tieren unter Inhalationsanästhesie kann die Narkosetiefe anhand der Narkosestadien nach GUEDEL (1937) bestimmt werden (ERHARDT et al., 2012). Folgende vier Phasen werden unterschieden: Analgesiostadium, Exzitationsstadium, Toleranzstadium und Asphyxiestadium (LÖSCHER, 2014b). Das Toleranzstadium wird weiterhin unterteilt in das Hypnosestadium, das chirurgische Toleranzstadium und das Stadium der Depression (LÖSCHER, 2014b). Das Ziel ist die Kastration im chirurgischen Toleranzstadium (Stadium III₂).

6.1. Überprüfung der Narkosetiefe

Die Narkosetiefe bei Tieren wird üblicherweise am Ausfall mehrerer Reflexe wie dem Palpebral- und Kornealreflex, der Dilatation der Pupillen sowie anhand der Augenrotation und dem Lidschlag beurteilt (BOSCHERT et al., 1996; LAHRMANN, 2006). Schweine werden mit fortschreitender Narkosetiefe ataktisch, verlieren den Haltungsreflex und zeigen keine Reaktion auf nichtinvasive Stimuli, reagieren jedoch bewusst auf Schmerzreize (BOSCHERT et al., 1996). Schutzreflexe wie der Wegziehreflex haben sich gemäß BOSCHERT et al. (1996) als valide Reaktion auf einen schmerzhaften Stimulus erwiesen. Eine chirurgische Pinzette eignet sich zum Auslösen der Reflexe besser als die Finger des Operateurs (BOSCHERT et al., 1996). BOSCHERT et al. (1996) und EGER et al. (1988) beschreiben unterschiedliche Sensitivitäten verschiedener Körperpartien. So verschwindet mit fortschreitender Narkosetiefe zuerst die Reaktion auf einen schmerzhaften Stimulus am Schwanzansatz, dann an der Afterklaue und schließlich an der Nasenscheidewand (BOSCHERT et al., 1996). EGER et al. (1988) beschreiben den Afterklauenreflex als supramaximalen Stimulus. Um die Gefahr einer Asphyxie zu vermeiden, sollten beim Schwein im Stadium der chirurgischen Toleranz der

Korneal- und der Nasenscheidewandreflex noch erhalten sein (PLONAIT, 2004a). In mehreren Studien wurden Reflexe verwendet, um die Narkosetiefe zu überprüfen (SATAS et al., 1996; LAHRMANN, 2006; LAHRMANN et al., 2006; RINTISCH et al., 2012; SCHWENNEN et al., 2016). So beurteilten SCHWENNEN et al. (2016) die Narkosetiefe nicht ausschließlich anhand von Abwehrbewegungen und Vokalisation, sondern auch anhand des Palpebral- und Flexorreflexes. In 2 Studien wurde die chirurgische Toleranz beim Schwein anhand der Sensibilität am Kronsaum und dem Klauenzwischenbereich sowie den Reflexen der Lider, Nasenscheidewand und Kornea überprüft und mithilfe des Scores nach WENGER et al. (2002) evaluiert (LAHRMANN, 2006; LAHRMANN et al., 2006). Das Stadium der chirurgischen Toleranz definierten die Autoren als Abwesenheit von Reflexen vor oder Reaktionen während der chirurgischen Manipulation (LAHRMANN, 2006; LAHRMANN et al., 2006). Experimentelle Studien zeigten, dass die Größe der Antworten des nozizeptiven Flexorreflexes (NFR) positiv mit Abwehrbewegungen, Schmerzreizen und Narkosetiefe korrelieren (SPADAVECCHIA et al., 2006; LEVIONNOIS et al., 2010). Der nozizeptive Flexorreflex, ein spinaler Schutzreflex, führt nach Stimulierung der Nerven an den Extremitäten zur Aktivierung der Flexoren und infolgedessen zum Zurückziehen der Gliedmaße (LEVIONNOIS et al., 2010). Die elektromyografische Oberflächenaktivität der Muskeln kann gemessen werden (LEVIONNOIS et al., 2010; RINTISCH et al., 2012). RINTISCH et al. (2012) führten NFR-Messungen während einer Narkose mit Azaperon und Ketamin durch und überprüften einen Zusammenhang der NFR-Werte mit dem Zwischenklauenreflex (ZKR) und den Abwehrbewegungen nach dem Score von WENGER et al. (2002) während der chirurgischen Manipulation. Die Ergebnisse zeigen, dass die NFR-Messwerte sowohl mit dem ZKR als auch mit dem Abwehrscore korrelierten und somit beide Methoden für die Überprüfung der chirurgischen Toleranz geeignet sind (RINTISCH et al., 2012).

6.2. Injektionsanästhesie

In Deutschland sind für die Allgemeinanästhesie per Injektionem beim Schwein nur die Wirkstoffe Ketamin und Azaperon zugelassen, die in Kombination als Neuroleptanalgesie eingesetzt werden (EMMERICH & UNGEMACH, 2003; ERHARDT et al., 2012; LÖSCHER, 2014b). Ketamin, ein dissoziatives Anästhetikum, inhibiert Glutamat-Rezeptoren vom N-Methyl-D-Aspartat-Typ und wirkt kataleptisch, hypnotisch sowie analgetisch (ENGELHARDT & WERNER, 2013; LÖSCHER, 2014b). Die dissoziative Wirkung beruht auf der gleichzeitigen selektiven Dämpfung des thalamokortikalen Systems und der Aktivierung der Formatio reticularis (ERHARDT et al., 2012). Ketamin allein bewirkt keine Anästhesie im chirurgischen Toleranzstadium und führt bei Überdosierung zu zentraler Erregung und Krämpfen (ERHARDT et al., 2012; LÖSCHER, 2014b). Da Ketamin zur Immobilisation ohne Analgesie führen kann, darf es nach LÖSCHER (2014b) nur von erfahrenen Tierärzten in geeigneter Dosierung angewendet werden.

Azaperon ist ein Butyrophenonderivat und das einzige für lebensmittelliefernde Tiere zugelassene Neuroleptikum. Es wird neben der Kombination mit Ketamin auch zur Sedation von Schweinen eingesetzt (LÖSCHER, 2014b). Azaperon ist ein Inhibitor von Dopamin, Serotonin und Noradrenalin und bewirkt eine psychische Dämpfung und mäßige Muskelrelaxation (ERHARDT et al., 2012). Potentielle Nebenwirkungen sind Blutdrucksenkung und bei hohen Dosen Salivation, Hyperpnoe und Hypothermie (LÖSCHER, 2014b).

Die Injektionsanästhesie ist in Deutschland eine Möglichkeit, die Ferkelkastration unter Betäubung mit geringem apparativen Aufwand durchzuführen (WALDMANN et al., 2018). Der lange Nachschlaf von mehreren Stunden und die damit einhergehenden verpassten Milchmahlzeiten und die Gefahr der Hypothermie bewirken jedoch eine vermehrte Belastung für die Ferkel (LAHRMANN, 2006; BALDINGER et al., 2017; WALDMANN et al., 2018). SCHMIDT et al. (2012) kamen zu dem Ergebnis, dass die Saugferkel aufgrund der langen Trennungsphase von der Muttersau und den Wurfgeschwistern die Zitzenrangfolge neu festlegten, was zu weiterem Stress für die Ferkel führte. WALDMANN et al. (1994) untersuchten neben einem Lokalanästhetikum 3 verschiedene

Allgemeinanästhetika und wiesen nur für den Wirkstoff Thiopental-Na in einer Dosierung von 30 mg/kg Körpergewicht eine ausreichende Muskelrelaxation und Analgesie nach. Aufgrund des langen Nachschlafes, der deutlichen Atemdepression sowie der hohen Ferkelverluste ist dieser Wirkstoff für die Ferkelkastration jedoch nicht geeignet (WALDMANN et al., 1994). LAHRMANN (2006) führte eine Dosis-Wirkungs-Studie zur Ketamin-Azaperon-Injektionsanästhesie durch und zeigte, dass bei einer Dosis von 25 mg/kg (intramuskulär [i. m.] oder intravenös) Ketamin und 2 mg/kg (i. m.) Azaperon bei 85 % der Saugferkel eine chirurgische Toleranz erreicht wurde. Unter Feldbedingungen zeigten 98 % der Ferkel keine Reaktion auf die Zwischenklauensensibilität, bei der Durchtrennung der Samenstränge befanden sich jedoch nur noch 70 % der Ferkel im chirurgischen Toleranzstadium (LAHRMANN et al., 2006). Nach einer Injektionsanästhesie sollten die Ferkel während der Aufwachphase unter eine Wärmequelle platziert werden, um eine Hypothermie zu vermeiden (LAHRMANN, 2006; LAHRMANN et al., 2006). Nebenwirkungen waren in dieser Untersuchung generell selten und die Verluste betragen 4 %, wobei Saugferkel unter 2,3 kg ein signifikant höheres Risiko aufwiesen, infolge der Narkose zu verenden (LAHRMANN et al., 2006). In einer schweizerischen Feldstudie von ENZ et al. (2013b) wurden 371 Ferkel (davon 65 % in der 2. bis 4. Lebenswoche) vom bestandsbetreuenden Tierarzt mit den Wirkstoffen Azaperon und Ketamin in unterschiedlichen Dosierungen narkotisiert und es wurden von den Autoren die Abwehrbewegungen während der Kastration erhoben. Demnach wiesen 66 % der Saugferkel keine oder leichte Abwehrbewegungen auf und 83 % der befragten Betriebsleiter/innen berichteten von Verlusten (ENZ et al., 2013b). Bei Bestandsbesuchen wurde in der Aufwachphase bei nur 4,6 % der Ferkel keine Exzitationen beobachtet und es dauerte knapp 70 Minuten bis 50 % der Ferkel stehfähig waren (ENZ et al., 2013b). NUSSBAUMER et al. (2011) verwendeten für die Injektionsnarkose von 140 Ferkeln (meist ab der 3. Lebenswoche) eine intramuskuläre Dosierung von 15 mg/kg Ketamin, 5 mg/kg Azaperon und 0,2 mg/kg Burtophanol und erreichten, vergleichbar mit LAHRMANN et al. (2006), bei 86 % der Saugferkel eine ausreichende Narkosetiefe ohne Verluste. BALDINGER et al. (2017) verglichen auf einem ökologischen Betrieb das Verhalten von Saugferkeln

während und nach der Kastration unter Inhalations- oder Injektionsnarkose (25 mg/kg Ketamin und 2 mg/kg Azaperon). Dabei wiesen 66 % der Ferkel bei der Kastration unter Allgemeinanästhesie mit Ketamin und Azaperon starke Abwehrbewegungen auf und zeigten innerhalb der nächsten Stunden signifikant mehr motorische Auffälligkeiten als Ferkel nach einer Inhalationsnarkose (BALDINGER et al., 2017).

6.3. Inhalationsanästhesie

Inhalationsanästhetika werden über einen Verdampfer von den flüssigen in den dampfförmigen Aggregatzustand überführt und über die Atemwege aufgenommen (ERHARDT et al., 2012; LARSEN, 2018a). Eine Inhalationsnarkose gliedert sich in eine Einleitungsphase mit anschließender Aufrechterhaltung der Narkose und eine Eliminationsphase (ERHARDT et al., 2012; LARSEN, 2018a). Während der Einleitung wird das volatile Anästhetikum der Lunge in hohen Konzentrationen zugeführt und gelangt von den Lungenkapillaren ausgehend über die Blutbahn ins ZNS, wo es die Erregungsbildung und -weiterleitung reversibel reduziert (LARSEN, 2018a). Nach der Einleitung wird die Narkose in niedrigeren Konzentrationen aufrechterhalten und je nach kardiovaskulärer Wirkung und Reaktionen auf chirurgische Stimuli des Patienten gesteuert (LARSEN, 2018a). Inhalationsanästhetika werden größtenteils über die Lunge abgeatmet (LARSEN, 2018a).

6.3.1. Automatisierte Isoflurannarkose

Die Saugferkelkastration unter automatisierter Isoflurannarkose wird bereits seit 2010 flächendeckend in der Schweiz und einigen ökologisch arbeitenden Betrieben in Deutschland angewendet (ENZ et al., 2013a; BALDINGER et al., 2017). Kommerziell erhältliche Narkosegeräte sind mit Halterungen und Narkosegasmasken für die Ferkel sowie einem Verdampfer und optional einer Heizung ausgestattet (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a, 2020b). Im Verdampfer wird das Anästhetikum mit Raumluft gemischt, gelangt mit leichtem Überdruck in die Narkosemasken und wird von den Ferkeln eingeatmet (BEG SCHULZE BREMER GMBH, 2020). Die Narkose wird mittels Maske und festeingestelltem 5 Vol.-%

Isofluran mit Raumluft oder medizinischem Sauerstoff als Trägergas für mindestens 70 Sekunden eingeleitet und ist nicht individuell steuerbar (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a). Während der kurzen Narkosedauer bleibt die Spontanatmung der Ferkel erhalten und die Phase der Aufrechterhaltung entfällt. Mit dem Herausnehmen der Ferkel aus dem Narkosegerät schließt sich direkt die Aufwachphase an, die ebenso wie die Einleitung sehr kurz ist (WALDMANN et al., 2018). Aufgrund dessen verpassen die Ferkel bei der Inhalationsnarkose nur wenige Milchmahlzeiten und zusätzlicher Stress durch eine Neuordnung der Zitzenrangfolge sowie Hypothermie werden vermieden (SCHMIDT et al., 2012; BALDINGER et al., 2017; WALDMANN et al., 2018). WALKER et al. (2004) untersuchten die Saugferkelkastration unter Inhalationsnarkose mit Isofluran und Isofluran / N₂O. Die Ferkel zeigten signifikant geringere Abwehrreaktionen im Vergleich zu der betäubungslos kastrierten Kontrollgruppe und sowohl Einleitungs- als auch Aufwachphase verliefen sicher und ruhig (WALKER et al., 2004). Gleiches zeigte sich in einer Studie von HODGSON (2006), in welcher die Isoflurannarkose mit einem eigens entwickelten Narkosegerät untersucht wurde, welches aus einer Maske, einem Mittelteil mit Ventil, einer Verdampfereinheit und einem Atembeutel bestand. Die Narkosetiefe war „adäquat“, die Aufwachphase verlief ruhig und dauerte im Mittel nur 2,0-2,3 Minuten (HODGSON, 2006, 2007). Vergleichbar mit WALKER et al. (2004) verendete kein Ferkel infolge der Narkose (HODGSON, 2006, 2007). In Untersuchungen von KUPPER und SPRING (2008) zeigten fast alle Ferkel Abwehrverhalten während des Einlegens in die Narkoseschalen, bei der Kastration reagierten jedoch 92 % der Ferkel nicht oder nur minimal auf die Kastration. Hingegen zeigten Resultate weiterer Studien zur Isoflurannarkose nur bei 66 % bzw. 77 % der Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe (keine oder eine minimale Reaktion) während der Kastration (STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN et al., 2016). Neben der Narkosetiefe von 1166 Ferkeln bei der Kastration erhoben SCHWENNEN et al. (2016) außerdem eine durchschnittliche Sauerstoffsättigung von 98 % sowie eine mittlere Herzfrequenz von 260 Schlägen pro Minute (SCHWENNEN et al., 2016). Des Weiteren dokumentierten die Autoren, dass ein höheres Gewicht sowie ein stressiger Umgang mit den Ferkeln die Narkosetiefe

negativ beeinflussten (SCHWENNEN et al., 2016). ENZ et al. (2013a) wiesen bei 78 % der Ferkel keine Abwehrreaktionen und bei 8 % 1 bis 2 Bewegungen bei der Kastration nach und stellten bei 18 % der Ferkel verstärkte postoperative Blutungen fest, welche mittels Score visuell beurteilt wurden. Eine klinische Relevanz der Blutungen wurde jedoch nicht nachgewiesen und der Einsatz eines Emaskulators reduzierte die Nachblutungen signifikant (ENZ et al., 2013a). Narkosezwischenfälle waren in vielen Studien selten und Saugferkelverluste traten nicht auf (WALKER et al., 2004; HODGSON, 2006, 2007; STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN et al., 2016; HUG et al., 2018; WALDMANN et al., 2018). Ergebnisse von SCHULZ et al. (2007b) zeigen, dass Isofluran die postoperativen Schmerzen nicht lindert und eine präoperative Analgesie zwingend erforderlich ist. Messungen des Schmerz- und Stressparameters Kortisol im Serum ergaben nach der Kastration keine signifikanten Unterschiede zwischen den unter Isoflurannarkose kastrierten Tieren und der betäubungslos kastrierten Kontrollgruppe (SCHULZ et al., 2007b). Hingegen waren die Kortisolkonzentrationen bei vorheriger Applikation eines NSAIDs signifikant niedriger als bei Tieren, die mit und ohne Isofluran kastriert wurden und kein NSAID erhielten (SCHULZ et al., 2007b).

6.3.2. Weitere Inhalationsnarkosen

In den Niederlanden findet bei der chirurgischen Ferkelkastration unter Betäubung die Inhalationsnarkose mit CO₂ und Sauerstoff (O₂) Anwendung (BONNEAU & WEILER, 2019). GERRITZEN et al. (2008) und SVENDSEN (2006) deklarieren eine ausreichende chirurgische Toleranz bei der CO₂-Narkose (70 % CO₂, 30 % O₂), gemessen an Abwehrbewegungen während der Kastration. In der Untersuchung verlief die Einleitung, mit Ausnahme einzelner Ferkel mit Dyspnoe, ruhig und die Tiere erwachten im Durchschnitt nach 1 Minute (GERRITZEN et al., 2008). Hingegen lehnen Autoren anderer Studien diese Form der Inhalationsnarkose bei der Ferkelkastration aufgrund unzureichender Analgesie, starker Exzitationen und Unwohlsein der Tiere ab (MÜHLBAUER et al., 2009; HOPPE, 2011). In Deutschland ist die CO₂-Narkose aufgrund einer unzureichenden Schmerzausschaltung obsolet (VEIT et al., 2017). MÜHLBAUER et al.

(2009) untersuchten die Inhalationsnarkose mit CO₂ für die Kastration unter 8 Tage alter männlicher Ferkel und stellten 30 Minuten nach der Kastration keinen Unterschied der Katecholaminkonzentrationen im Serum von betäubungslos kastrierten und unter CO₂-Narkose kastrierten Ferkeln fest. Übereinstimmend zeigten Untersuchungen von ZIMMERMANN (2010) und HOPPE (2011) eine unzureichende Narkosetiefe und gravierende Nebenwirkungen der CO₂-Narkose bei der Saugferkelkastration.

WENGER et al. (2002) narkotisierten 1064 Ferkel mit einem Halothan-Sauerstoff-Gemisch und wiesen bei 75 % der Ferkel keine oder eine kurze Abwehrbewegung bei der Kastration nach. WENGER et al. (2002) zufolge ist die Halothananästhesie eine gute und sichere Methode zur Durchführung der Saugferkelkastration unter Betäubung. Demgegenüber stehen jedoch schwerwiegende Nebenwirkungen wie Lebertoxizität bei Patient und Anwender und eine starke depressive Wirkung auf das Herz-Kreislauf-System. Zudem ist Halothan ein Auslöser der malignen Hyperthermie. Das Narkosemittel ist nicht im Anhang I bis III der Verordnung (EWG) Nr. 2377/90 aufgeführt und daher für die Anwendung beim Saugferkel nicht zugelassen (EMMERICH & UNGEMACH, 2003).

7. Wundheilung

Die Wundheilung ist ein biologischer Vorgang zur Wiederherstellung der Gewebeintegrität, setzt unmittelbar nach der Gewebeschädigung ein und besteht nach KRAMER (2003) und HEDLUND (2009) aus den folgenden 4 Phasen: Entzündung, Débridement, Reparatur und Reifung. Nach NOLFF (2020) werden nur 3 Phasen unterschieden: Entzündung, Proliferation und Maturation. Ziel der Wundheilung ist es, geschädigtes Gewebe durch zelluläre, physikalische und biochemische Vorgänge wiederherzustellen (KRAMER, 2003; HEDLUND, 2009). Die Wundheilung unterteilt sich in eine primäre und eine sekundäre Wundheilung sowie die Heilung unter Schorf (KRAMER, 2003). Bei der primären Wundheilung von z. B. kleinen, schlitzförmigen Wunden sind die Ränder gut adaptiert und die Epithelisierung beginnt nach 4 bis 5 Tagen (KRAMER, 2003). Daher heilen chirurgische Hautinzisionen durch Skalpelle vergleichsweise schnell (KRAMER, 2003). Größere Wunden heilen sekundär mit Bildung

von Granulationsgewebe, um den Defekt auszufüllen und es dauert mehrere Wochen bis zur Narbenbildung (KRAMER, 2003). Unter Schorf ist die Wundheilung günstig, da keine äußeren Faktoren einwirken und die Gefahr von Infektionen gering sind (KRAMER, 2003). Die Epithelisierung beginnt an den Wundrändern und schiebt sich zwischen Schorf und Granulationsgewebe (KRAMER, 2003). Systemische Erkrankungen, ein schlechter Allgemeinzustand und Fremdkörper können sich negativ auf die Wundheilung auswirken und zu Wundinfektionen, verzögerter Wundheilung oder Granulationsgewebhyperplasie führen (KRAMER, 2003; HEDLUND, 2009). Im Gegensatz dazu wirken sich Wärme (30 °C) und ein feuchtes Wundmilieu positiv auf die Wundheilung aus (HEDLUND, 2009).

WALDMANN et al. (1994) kastrierten Saugferkel unter Lokal- oder Allgemeinanästhesie und stellten keinen negativen Einfluss auf die Heilung der Kastrationswunden fest. LACKNER und GOLLER-ENGLBERGER (2002) und HEINRITZI et al. (2006) beurteilten die Wundheilung von männlichen, betäubungslos kastrierten Saugferkeln im Alter von 4 und 28 Tagen. Die Ergebnisse dieser Studien zeigen, dass die Kastrationswunden jüngerer Ferkel schneller und mit weniger Komplikationen abheilen als die der älteren Ferkel (LACKNER & GOLLER-ENGLBERGER, 2002; HEINRITZI et al., 2006). Ein von ZANKL et al. (2007) entwickelter Score zur Beurteilung der Wundheilung bei Saugferkeln umfasst das Aussehen der Kastrationswunde, die Beschaffenheit von Sekreten sowie die Konsistenz im Wundgebiet und der Samenstränge. ZANKL et al. (2007) beurteilten die Kastrationswunden von Saugferkeln anhand dieses Scores und konnten keinen Einfluss von Lokalanästhetika auf die Wundheilung ermitteln (ZÖLS, 2006; ZANKL et al., 2007). SCHULZ (2007) kastrierte männliche Saugferkel unter Isoflurannarkose und stellte keine negativen Auswirkungen der Isoflurannarkose auf den Heilungsverlauf fest. Am 14. Tag post operationem (p. op.) lagen die Wundscores der unter Isoflurananästhesie kastrierten Ferkel sogar niedriger als die der betäubungslos kastrierten Kontrollgruppe. STEIGMANN (2013) hingegen wies nach der Isoflurannarkose am 3. bis 5. Tag und in der 2. Woche p. op. eine schlechtere Wundheilung im Vergleich zu den betäubungslos kastrierten Tieren nach.

III. ERWEITERTE METHODENBESCHREIBUNG

1. Ziel der vorliegenden Studie

Ziel der Studie war die Untersuchung der automatisierten Isoflurannarkose bei der Saugferkelkastration in 2 Betrieben. Abwehrreaktionen der Ferkel während der Kastration und der Einfluss verschiedener Parameter wie Gewicht, Alter, Gesundheitsscore, Narkosegerät, Betrieb, Haltung und Umgebungstemperatur auf einen Abwehrscore > 1 der Ferkel wurden erhoben. Des Weiteren wurden Ferkelverluste und die Dauer der Aufwachphase, postoperative Blutungen sowie die Wundheilung der Kastrationswunden beurteilt. Ziel war es außerdem, Isoflurankonzentrationen in der Umgebungsluft am Arbeitsplatz zu messen und Narkosegasmasken mikrobiologisch zu untersuchen.

2. Projektdurchführung

Die Studie wurde von der internen Ethikkommission der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München begutachtet (AZ: 185-03-09-2019). Die Förderung des Vorhabens erfolgte aus Mitteln des Bundesministeriums für Ernährung und Landwirtschaft aufgrund eines Beschlusses des Deutschen Bundestages. Die Projektträgerschaft erfolgte über die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung im Rahmen des Bundesprogrammes Nutztierhaltung. Das Projekt wurde im Zeitraum von September 2019 bis August 2020 durchgeführt.

2.1. Studienbetriebe

Die Erhebung der Daten erfolgte in 2 Ferkelerzeugerbetrieben die beide im geschlossenen System arbeiten. Die Abferkelungen finden im 3-Wochen-Rhythmus statt und die Säugezeit beträgt 28 Tage. Betrieb 1 ist ein konventioneller Ferkelerzeugerbetrieb mit 250 Sauen (Deutsche Landrasse x Deutsches Edelschwein). Den Ferkeln werden in den ersten Lebenstagen die Zähne geschliffen, einem Teil der Tiere die Schwänze kupiert und aufgrund der Betriebsstruktur individuelle Ohrmarken eingezogen. Am 1. Lebenstag wird den Ferkeln Eisen und metaphylaktisch ein Antibiotikum (Amoxicillinum anhydricum 150 mg, Duphamox® LA

150 mg/ml, Zoetis Deutschland GmbH, Berlin) verabreicht. Am Tag der Kastration bekommen die Ferkel Eisen (Ferrum 200 mg, Gleptosil[®], i. m., CEVA Tiergesundheit GmbH, Düsseldorf) und metaphylaktisch die Antibiotika Duphamox[®] und Draxxin[®] (Tulathromycinum 100 mg/ml, Draxxin[®] 10%, Zoetis Deutschland GmbH, Berlin) appliziert. Am 21. Lebenstag erfolgt die Immunisierung mit Suvaxyn Circo+MH RTU i. m. (Zoetis Belgium SA, Louvain-la-Neuve, Belgien).

Der 2. Betrieb teilt sich in eine konventionelle Haltung (KH) mit 168 Sauen (Baden-Württembergische Hybrid x Pietrain) und einer alternativen Haltung (AH) im Außenklimastall mit 84 Sauen (Deutsches Edelschwein x Deutsches Edelschwein), die zusammen eine epidemiologische Einheit darstellen. Die AH beinhaltet Bewegungsbuchten mit Stroh und verschiedene Klimazonen mit Zugang zu einem Außenbereich. Am 1. Lebenstag werden die Zähne der Ferkel geschliffen, betriebsbedingt individuelle Ohrmarken eingesetzt, einem geringen Teil der Ferkel die Schwänze kupiert sowie metaphylaktisch ein Antibiotikum (Amoxicillinum anhydricum 150 mg, Duphamox[®] LA 150 mg/ml, Zoetis Deutschland GmbH, Berlin) verabreicht. Am 3. Lebenstag wird den Ferkeln Eisen appliziert (Toltrazuril 36,4 mg et Ferrum (III) 182 mg, Baycox[®] Iron 36 mg/ml + 182 mg/ml, i. m., Bayer Animal Health GmbH, Leverkusen) und am 4. Lebenstag erfolgt die Immunisierung i. m. mit ECOPORC SHIGA[®] (IDT Biologika, Dessau-Rosslau). Die Ferkel werden am 4. bis 6. Lebenstag kastriert. Immunisierungen erfolgen außerdem am 14. Tag intradermal mit Porcilis[®] PRRS (MSD Tiergesundheit, Unterschleißheim) und am 21. Lebenstag oral mit Coliprotec[®] F4/F18 (Prevtec Microbia GmbH, München) sowie i. m. mit Suvaxyn Circo+MH RTU (Zoetis Belgium SA, Louvain-la-Neuve, Belgien).

2.2. Kastration unter automatisierter Isoflurannarkose

Die Kastration unter 8 Tage alter männlicher Saugferkel erfolgte in beiden Betrieben unter automatisierter Isoflurannarkose mit den Narkosegeräten PorcAnest 3000[®] und PigNap 4.0. Mindestens 30 Minuten vor der Kastration wurde den Ferkeln ein NSAID (Meloxicam 0,4 mg/kg, Metacam[®] 5 mg/ml i. m., Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH, Ingelheim / Rhein) verabreicht. Für die Inhalationsnarkose wurde das

Narkosegas Isofluran (Baxter vet, 1000 mg/g, Baxter Deutschland GmbH, Unterschleißheim) verwendet. Die männlichen Ferkel wurden wurfweise in Kisten zum Narkosegerät in den Stallgang gebracht. Für die Studie wurden die männlichen Ferkel individuell mit einem Marker auf dem Rücken markiert und Alter, Gewicht sowie ein Gesundheitsscore erfasst. Nicht narkose- und kastrationsfähige Ferkel wurden von der Kastration und aus der Auswertung ausgeschlossen. Eine Person legte die Tiere in die Halterungen des Narkosegerätes und nach Ablauf der Einleitungszeit überprüfte eine weitere Person den ZKR. Dafür wurde stets von derselben Person mit einer Klemme (Pean-Arterienklemme, 14 cm, gerade, WDT eG, Garbsen) mit gleichem Druck der Interdigitalraum einer Vordergliedmaße für 2 Sekunden komprimiert (Abbildung 1). Die anschließende Kastration erfolgte ebenfalls durch dieselbe Person. Mit einem sagittalen Skalpellschnitt (Skalpellklingen, steril 21 und Skalpellgriff No. 4, Aesculap AG, Tuttlingen) je Hoden wurden Scrotum und Processus vaginalis eröffnet, der Hoden vorverlagert und mit einem Emaskulator (Emaskulator Haussmann, 19 cm, gebogen, Aesculap AG, Tuttlingen) abgesetzt. Reagierte ein Ferkel während oder kurz nach der Narkose mit einer Apnoe oder einem Herz-Kreislauf-Stillstand, wurden sofortige Maßnahmen eingeleitet. Das betroffene Ferkel wurde aus dem Narkosegerät genommen, mit Sorgfalt geschwenkt und ein Kaltwasserguss angewendet (UYSTEPRUYST et al., 2002; HODGSON, 2006). Setzte die Atmung nach einer kurzen Zeit nicht wieder ein oder lag ein Herzstillstand vor, wurde der Thorax komprimiert und eine Herzdruckmassage mit Daumen und Finger einer Hand angewendet (HEINRITZI, 2006c). Die betroffenen Ferkel wurden beobachtet bis keine Hinweise mehr auf ein beeinträchtigtes Allgemeinbefinden vorlagen. Nach der Kastration wurden die Ferkel wurfweise in Kisten unter eine Infrarot-Wärmelampe gelegt und der vollständige Wurf zur Muttersau zurückgebracht. Die Raumtemperaturen während der Studientage betrug 19,4-26,3 °C (Betrieb 1), 16,9-23,6 °C (Betrieb 2: KH) und 8,5-25,2 °C (Betrieb 2: AH).

2.2.1. PorcAnest

Das Narkosegerät PorcAnest 3000® (Fa. Promatec Automation AG, Schweiz, Stand 2009), im Folgenden PorcAnest genannt, ist mit 3 Operationseinheiten und einer Heizung am Verdampfer ausgestattet. Die Einleitungszeit beträgt 90 Sekunden (Abbildung 1).

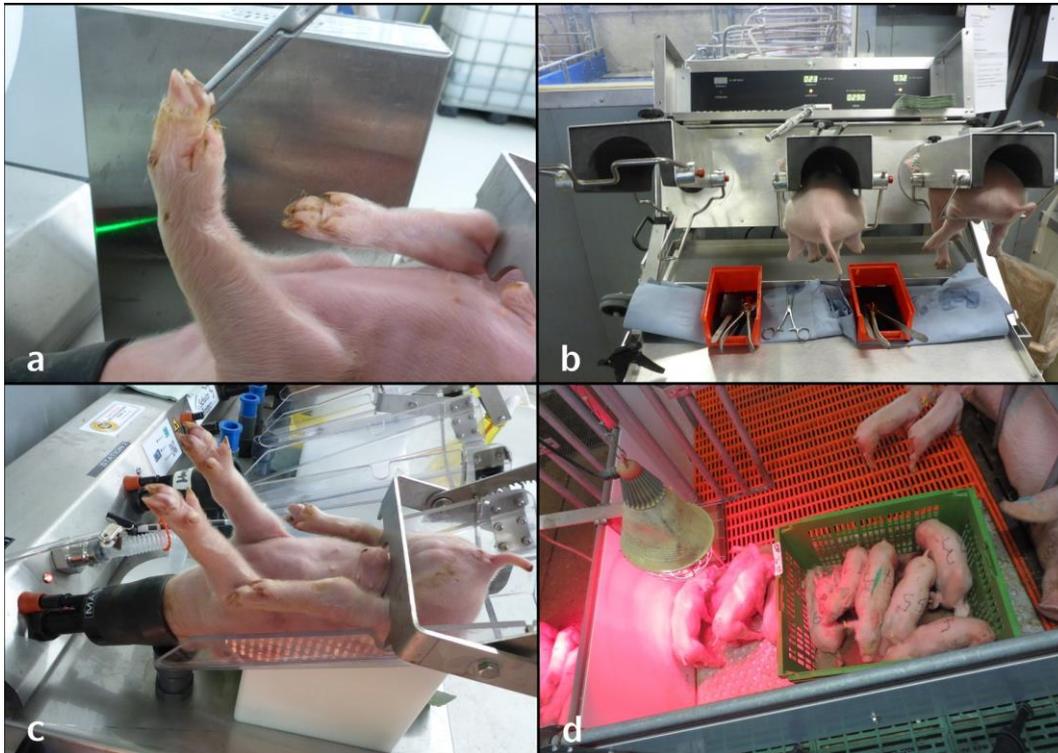


Abbildung 1: Saugferkelkastration unter Isoflurannarkose: Überprüfung des ZKR (a), Ferkel in den Halterungen des Narkosegerätes PorcAnest auf Position 2 und 3 (b), Ferkel in der Halterung des Narkosegerätes PigNap auf Position 1 (c), Aufwachphase der Ferkel in Kisten in der Abferkelbucht (d).

Die Ferkel werden bäuchlings in die Halterungen gelegt, mit diesen vorgeschoben, sodass der Ferkelrüssel in die Maske gelangt und kurz vor Ablauf der Einleitungszeit in Rückenlage umgedreht. Durch Druck auf eine Siebdüse wird ein elektromagnetisches Ventil geöffnet und das Narkosegas-Luft-Gemisch mit festeingestellten 5 Vol.-% strömt in die Maske. Der Gasstrom bleibt aufrecht bis der Druck auf die Maske nachlässt, längstens jedoch für 4 Minuten. Nach 4 Minuten strömt Umgebungsluft in die Masken.

2.2.2. PigNap

Das Narkosegerät PigNap 4.0 (Fa. BEG Schulze Bremer GmbH, Coesfeld, Stand 2020) mit 4 Operationseinheiten und einer Anflutungszeit von 70 Sekunden wird im Folgenden als PigNap bezeichnet (Abbildung 1). Um den Ablauf zu standardisieren wurden nur 3 der 4 Einheiten genutzt. Der Verdampfer ist mit einer Heizung ausgestattet. Die Ferkel werden in Rückenlage in den Halterungen fixiert, durch Druck des Ferkelrüssels wird ein Stempel hinuntergedrückt und ein Ventil geöffnet. Das Narkosegas-Luft-Gemisch strömt nicht aktiv in die Masken, sondern wird passiv aus einem Atembeutel von den Ferkeln eingeatmet. Solange sich das Ferkel in der Maske befindet und der Atembeutel mit dem Gasgemisch gefüllt ist, atmen die Tiere das Narkosegas ein. Das Volumen im Atembeutel ist abhängig von der Anzahl der Ferkel im Narkosegerät und reicht für ca. 50 Sekunden, nachdem das letzte Ferkel in das Gerät gelegt wurde. Anschließend strömt Umgebungsluft in den Atembeutel.

2.3. Evaluierung der automatisierten Isoflurannarkose

2.3.1. In die Auswertung einbezogene Tiere

In die Auswertung gingen 2764 männliche Saugferkel aus 16 Abferkeldurchgängen (DG: Durchgang) mit normalanatomischer Beschaffenheit ein. Eine Übersicht der DG mit den Narkosegeräten, Betrieben und erhobenen Parametern bietet Tabelle 1. Der Gesundheitsscore in Anlehnung an die „lesion and health measurements“ (LHMs) von VITALI et al. (2020) umfasst das Vorkommen von Haut- und Schwanzläsionen, Lahmheit, gastrointestinale und neurologische Auffälligkeiten sowie einen reduzierten Ernährungszustand und wurde in DG 2-16 erhoben. Die vorhandenen Auffälligkeiten wurden addiert und jedes Ferkel mit einem Score von 0 (keine klinische Auffälligkeit) bis 3 Punkten (≥ 3 klinische Auffälligkeiten) beurteilt. In DG 1 erfolgte eine Überprüfung des Gesundheitszustandes ohne Erhebung des Scores.

2.3.2. Reaktion während der Kastration

In den DG 1-3 wurden die Ferkel direkt nach der Anflutungszeit von 90 Sekunden (PorcAnest) kastriert und die Abwehrbewegungen und Lautäußerungen während der Kastration mithilfe eines Diktiergerätes (Digital Voice Recorder VN-733PC, OLYMPUS IMAGING CORP., Tokyo, Japan) erfasst. Die Summe der Reaktionen während der Inzision des Scrotums, der Vorverlagerung der Hoden und Durchtrennung der Samenstränge wurde stets von derselben Person erfasst und mithilfe eines Scores basierend auf Daten von WENGER et al. (2002) beurteilt (Tabelle 2).

Tabelle 2: Abwehrscore basierend auf Daten von WENGER et al. (2002).

Score	Abwehrbewegungen / Lautäußerungen
0	keine Abwehrbewegung
1	1 kurze Abwehrbewegung einer Gliedmaße, keine Lautäußerung
2	2 kurze Abwehrbewegungen, keine Lautäußerung
3	3 bis 4 kurze Abwehrbewegungen oder 1 langanhaltende Abwehrbewegung oder eine Lautäußerung
4	> 4 kurze oder > 1 langanhaltende Abwehrbewegung oder > 1 Lautäußerung

In den DG 4-16 wurde das Vorhandenseins des ZKRs nach Ablauf der Einleitungszeit von 90 Sekunden (PorcAnest) bzw. 70 Sekunden (PigNap) überprüft. War der ZKR nicht mehr auslösbar, wurde das Ferkel kastriert. In DG 5-16 wurde die Narkosegaszufuhr bei positivem ZKR konstant um 30 Sekunden verlängert, um einen standardisierten Ablauf zu gewährleisten. Score 0 und 1 werden nachfolgend zusammen als keine oder eine kurze Abwehrbewegung beschrieben und Score 2 bis 4 als Abwehrscore > 1. Zudem wurde dokumentiert, auf welcher Position im Narkosegerät (Position 1-3) jedes Ferkel fixiert wurde. Der Einfluss vom Gewicht, Alter, Gesundheitsscore der Ferkel sowie Narkosegerät, Betrieb, Haltung und Umgebungstemperatur auf den Abwehrscore > 1 der Ferkel bei der Kastration und damit die Narkosetiefe wurde untersucht.

2.3.3. Narkosezwischenfälle und Verluste

In DG 1-16 wurden Narkosezwischenfälle wie Apnoe oder Herz-Kreislauf-Stillstand (Apnoe + Herzstillstand) sowie Schnappatmung oder sonstige Abweichungen des normalen Zustandes und Verhaltens nach der Narkose adspektorisch und palpatorisch erfasst und individuell für jedes Ferkel dokumentiert. Saugferkelverluste innerhalb von 24 Stunden nach der Kastration wurden erfasst. Da in DG 2 und 4 195 männliche Ferkel betriebsbedingt mittels individueller Ohrmarke gekennzeichnet waren, wurden bei diesen Tieren die Verluste bis zum Absetzen verfolgt und mit dem Vergleichszeitraum im Jahr zuvor verglichen.

2.3.4. Aufwachphase

Die Aufwachphase wurde in Betrieb 1 evaluiert. In DG 1 (PorcAnest) wurde der Nachschlaf von 79 Ferkeln in Kisten im Stallgang gefilmt (Kamera: Mobotix Security-Vision-Systems, Mobotix AG, Langmeil) und die Dauer bis zur Stehfähigkeit erhoben. In DG 2-3 ließen sich die Nachschlafzeiten der Ferkel nicht standardisiert erheben. Die Beobachtung zeigte jedoch, dass viele Ferkel kurz aus der Narkose erwachten, aber anstatt aufzustehen weiterschliefen und im Video nicht von narkotisierten Tieren zu unterscheiden waren. Daher wurde in DG 4-8 (DG 4-5: PorcAnest, DG 6-8: PigNap) die Aufwachphase von insgesamt 924 Ferkeln in offenen Kisten mit löchrigen Seitenwänden in der Abferkelbucht gefilmt (Kamera: DMC-FT5 16,1 Megapixel Outdoor Digitalkamera, Panasonic Marketing Europe GmbH, Hamburg) und die Dauer des Nachschlafes retrospektiv ausgewertet (Abbildung 1). Ablaufbedingt begann die Videoaufzeichnung in der Abferkelbucht und wurde beendet, sobald ein neuer Wurf zu der jeweiligen Muttersau gebracht wurde. Aus diesem Grund wurde der Anteil an Ferkeln erhoben, die sich zum Zeitpunkt des Videobeginns in Seiten- oder Brustlage befanden und der Anteil an Ferkeln, der bereits stehfähig war. Die Zeitspanne zwischen dem Ende der Narkose und dem Beginn der Videoaufzeichnung wurde ebenso erfasst wie die Dauer der Aufnahme. Konnte die gesamte Aufwachphase gefilmt werden, wurde die Zeit erfasst, bis sich die Ferkel in Brustlage befanden und schließlich stehfähig waren. Des Weiteren wurde der Anteil der Ferkel erhoben, die sich bis zum Ende der Videoaufnahme nicht in Brustlage befanden bzw. stehfähig waren.

2.3.5. Nachblutung, Wundheilung

Der Einfluss der Kastrationsmethode auf die Nachblutungen wurde von 140 Ferkeln in DG 4 ermittelt. Bei der einen Hälfte der Tiere wurde der Samenstrang weiterhin mit einem Emaskulator abgesetzt und bei der anderen Hälfte mit einem Skalpell. Unmittelbar nach der Kastration sowie 1 Stunde später wurden die postoperativen Blutungen visuell ohne weitere Interventionen mithilfe eines Scores von ENZ et al. (2013a) beurteilt: 0 Punkte: keine Blutung sichtbar; 1 bzw. 2 Punkte: Ausbreitung der Blutung ≤ 2 cm bzw. > 2 cm um den Wundrand; 3 Punkte: Blut im Perianalbereich und an den Hintergliedmaßen sichtbar.

Bei 135 Ferkeln in DG 4 wurden am 21. Tag p. op. die Kastrationswunden mithilfe eines Wundscores in Anlehnung an ZANKL (2007) beurteilt (Tabelle 3). Addiert ergaben die Punkte einen Wundscore von 0 Punkte (vollständige Wundheilung) bis 7 Punkte (hochgradige Wundheilungsstörung).

Tabelle 3: Wundscore basierend auf Daten von ZANKL (2007).

Score	Definition
Aussehen der Kastrationswunde	
0	Wunde geschlossen, Schnittflächen rosarot
1	Wundränder geringgradig gerötet (Schorf, Schwellung)
2	klaffende Wunde (Wundränder nicht adaptiert)
Wundsekret	
0	ohne Wundsekret
1	seröses / blutiges Wundsekret
2	eitriges Wundsekret
Konsistenz und Umfang der Samenstränge	
0	kaum palpierbar
1	bis bleistiftstark, weich bis derb-elastisch
2	größer als bleistiftstark, weich bis derb-elastisch
3	größer als bleistiftstark, verhärtet oder fluktuierend

2.3.6. Isoflurankonzentration

Die Isoflurankonzentration in der Umgebungsluft wurde jeweils einmal pro Gerät in Betrieb 1 und in der KH und der AH in Betrieb 2 während eines Durchganges gemessen (Tabelle 1). Ein kompletter Durchgang umfasst das Einfüllen des Isoflurans in den Verdampfer, die Narkose und Kastration aller Ferkel während dieses Durchganges und das Ablassen des Narkosemittels aus dem Verdampfer. Die Messungen wurden an definierten Messpunkten durchgeführt: Messung 1: im Bereich der Atemluft der kastrierenden Person; Messung 2: seitlich an der Narkosegasmaske; Messung 3: am Aktivkohlefilter; Messung 4: in der Atemluft der Person, die die Ferkel transportierte; Messung 5: in der Aufwachkiste der Ferkel (Abbildung 2).

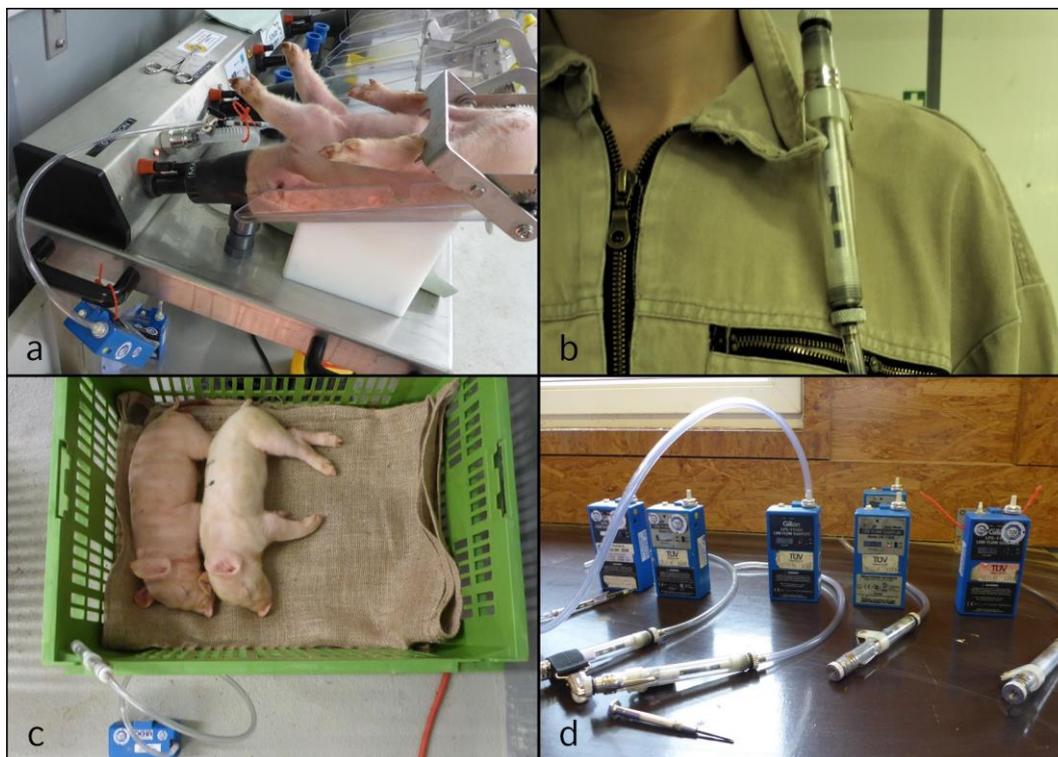


Abbildung 2: Messung der Isoflurankonzentration an den definierten Messpunkten: zwischen Narkosegasmasken am Narkosegerät PigNap (a), Kragen der Person (b) und Aufwachkiste der Ferkel in Betrieb 1 (c). Messinstrumente von der TÜV Süd GmbH (d).

Die Narkosen fanden auf dem Stallgang (Betrieb 1 und 2: KH) bzw. in einem Vorraum (Betrieb 2: AH) bei geschlossenen Türen statt. Alle Ferkelkisten waren oben offen und in Betrieb 1 mit Löchern an den Seitenwänden versehen. Die KH in Betrieb 2 verwendete Kisten mit

geschlossenen Seitenwänden und die AH in Betrieb 2 nutzte beide Kistentypen. Der Vorraum der AH in Betrieb 2 schloss sich ohne Tür an den Stallgang an, der wiederum an die Abferkelbuchten mit unterschiedlichen Klimazonen angrenzte. Die TÜV Süd GmbH führte die Probenahme und Analytik entsprechend dem IFA-Verfahren Nr. 7673 (10/2004) durch und ermittelte auf 8 Stunden Arbeitszeit hochgerechnete Schichtmittelwerte.

2.3.7. Mikrobiologische Untersuchungen

In Betrieb 1 wurden die Narkosegasmasken von dem Narkosegerät PorcAnest mikrobiologisch untersucht. Bei 8 Masken (1 bzw. 2 Masken pro DG) wurden zu 3 verschiedenen Zeitpunkten (vor sowie nach Narkose und nach Desinfektion) Tupferproben genommen. Dafür wurde die Maskeninnenseite mit einem sterilen, mit Natriumchlorid angefeuchteten und anschließend mit einem trockenen Tupfer (VWR International GmbH, Darmstadt) von derselben Person beprobt. Im Anschluss an die Narkosen aller Ferkel eines DGs (Ferkelanzahl: $191 \pm 23,2$) wurden die Masken mit Wasser gereinigt, an der Luft getrocknet und anschließend desinfiziert (Meliseptol[®], Henry Schein Dental Austria GmbH, Wien). Die Probentupfer wurden für die anschließenden Analysen in Röhrchen mit 10 ml PBS + 0,01 % Tween 20 überführt und gekühlt an das Labor des Institutes für Tierschutz, Tierhygiene und Nutztierethologie der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover gesendet. Nach Ankunft im Labor 1 Tag später wurden die Tupferproben in den Röhrchen 1 Minute bei maximaler Geschwindigkeit gevortext (uniTexer1, LLG Labware, Meckenheim). Zur Bestimmung der Gesamtkeimzahlen (GKZ) mesophiler Bakterien wurden Verdünnungsreihen in einer Lösung mit 0,9%igem Natriumchlorid angelegt und je 0,1 ml auf jeweils 3 Blutbasis-No.2-Agarplatten ausplattiert. Diese wurden anschließend aerob bei 36 °C für 48 h bebrütet und ausgezählt. *Escherichia coli* (*E. coli*) und methicillinresistente *Staphylococcus aureus* (MRSA) wurden wie von FRIESE et al. (2012) und AHMED et al. (2020) beschrieben nach Voranreicherung qualitativ nachgewiesen. Abweichend dazu wurde die Bestätigung der MRSA Isolate mit einer Real-Time-PCR QuickBlue RealQuick QB-RTi-39 (Q-Bioanalytic GmbH, Bremerhaven) durchgeführt.

3. Statistische Auswertung

Die Auswertung der Daten erfolgte mithilfe der Programme Microsoft Office Excel 2016 für Windows (Microsoft Corp., Redmond, Washington, USA), IBM SPSS Statistics 26.0 für Windows (IBM Corp., Armonk, NY, USA) und R Version 3.6.3 (29.02.2020). Das Programm R Version 3.6.3 wurde zusätzlich für die Erstellung von Diagrammen verwendet. Die Daten wurden grafisch und mittels Q-Q-Diagramm auf Normalverteilung getestet und für normalverteilte Daten das arithmetische Mittel (MW) und die Standardabweichung (SD) angegeben. Die Parameter Alter und Gewicht sind normalverteilt. Werte von $p \leq 0,05$ wurden als signifikant gewertet. Die Nullhypothese besagt, dass kein Unterschied zwischen den Studiengruppen hinsichtlich der Parameter besteht. Abwehrreaktionen während der Kastration wurden deskriptiv ausgewertet. In einem multivariaten logistischen Regressionsmodell wurden die Einflüsse der Parameter Gewicht, Alter, Position, Betrieb und Haltung auf das Vorkommen von einem Abwehrescore > 1 (Score 2-4) berechnet. Der Parameter Gewicht wurde in Gewichtsklassen mit einer Differenz von 0,25 kg eingeteilt. In einem univariaten logistischen Regressionsmodell wurde jeweils der Einfluss vom Gesundheitsscore und vom Narkosegerät auf das Vorkommen vom Abwehrescore > 1 berechnet. Ein möglicher Zusammenhang zwischen der Umgebungstemperatur in beiden Betrieben mit den 2 Narkosegeräten und dem Abwehrescore wurde mittels Korrelation nach Spearman untersucht. Der Parameter Umgebungstemperatur ist nach grafischer Überprüfung sowie mittels Shapiro-Wilk-Test nicht normalverteilt. Die Verlängerung der Narkose um 30 Sekunden mit dem Gerät PorcAnest und das Auftreten von Narkosezwischenfällen wurde auf einen möglichen Zusammenhang mit dem Chi-Quadrat-Test nach Pearson überprüft. Aufgrund einer Stichprobenhäufigkeit < 5 wurde eine mögliche Assoziation der Verlängerung der Narkose um 30 Sekunden mit dem Gerät PigNap und das Vorkommen von Narkosezwischenfällen mit dem exakten Test nach Fisher berechnet. Die Dauer der Aufwachphase ist nach grafischer Überprüfung und gemäß dem Kolmogorov-Smirnov-Test nicht

normalverteilt. Die Dauer der Aufwachphase wurde deskriptiv berechnet und die Werte in Mittelwert und Standardabweichung angegeben.

IV. PUBLIZIERTE STUDIENERGEBNISSE

Helena Härtel¹, Sophie Gumbert¹, Anna Rauh¹, Marina Beisl¹, Jochen Schulz², Katrin Kempf², Steffanie Senf¹, Eva Winner¹, Christine Weiß¹, Andreas Nüßlein³, Yury Zablotski¹, Mathias Ritzmann¹, Susanne Zöls¹

¹Klinik für Schweine, Zentrum für Klinische Tiermedizin der LMU München; ²Institut für Tierhygiene, Tierschutz und Nutztierethologie, Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover; ³Institut für Landtechnik und Tierhaltung, Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft, Schwarzach am Main

Untersuchungen zur automatisierten Isoflurannarkose bei der Saugferkelkastration

Investigations on suckling piglets castrated under automated isoflurane anesthesia

Tierärztl Prax Ausg G Großtiere Nutztiere 2021; 49: 1-12
Akzeptiert am 02. Februar 2021

Schlüsselwörter

Inhalationsanästhesie, Isofluran, Saugferkel, Zwischenklauenreflex, Kastration

Keywords

Inhalation anesthesia, isoflurane, suckling piglet, interdigital claw reflex, castration

Zusammenfassung**Ziel**

Untersuchung von Abwehrreaktionen, Ferkelverlusten und Aufwachphase unter automatisierter Isoflurannarkose kastrierter Saugferkel, Erhebung von Isoflurankonzentrationen in der Umgebung sowie des Erfolgs von Reinigung und Desinfektion der Narkosemasken.

Material und Methoden

Insgesamt 955 männliche Saugferkel (Alter $4,0 \pm 1,2$ Tage; Gewicht $2,0 \pm 0,5$ kg) aus 5 Abferkeldurchgängen (DG) wurden nach Applikation eines nicht steroidalen Antiphlogistikums unter Isoflurannarkose (PorcAnest 3000®) kastriert. Zur Beurteilung von Reaktionen der Tiere dienten der Zwischenklauenreflex vor sowie Abwehrbewegungen und Lautäußerungen während der Kastration. Die Aufwachphase wurde im Stallgang (DG 1) bzw. in der Abferkelbucht (DG 4–5) evaluiert. Bei 73 Tieren wurde der Samenstrang mit dem Skalpell abgesetzt und Nachblutungen visuell überprüft. Isofluranmessungen fanden an verschiedenen Lokalisationen statt. Die Narkosemasken wurden vor und nach der Anwendung sowie nach Desinfektion auf Gesamtkeimbelastung und Indikatorkeime untersucht.

Ergebnisse

Bei der Kastration wiesen 94,3% der Saugferkel nach der Einleitungszeit von 90 Sekunden und 95,3% der Ferkel mit vorheriger Testung des Zwischenklauenreflexes und gegebenenfalls Verlängerung der Isofluranzufuhr keine oder nur eine kurze Abwehrbewegung auf. Bei 0,9% der Ferkel trat ein Narkosezwischenfall auf, kein Tier verendete. Die

Aufwachphase dauerte $7,3 \pm 4,7$ Minuten (DG 1) bzw. $6,2 \pm 3,3$ Minuten (DG 4–5). Das Absetzen des Samenstrangs mittels Skalpells führte zu einem höheren Nachblutungsscore ($p < 0,001$) als die Anwendung des Emaskulators. Die Isoflurankonzentrationen in der Umgebungsluft lagen zwischen 4,5 und 28,1 mg/m³. Die Maskendesinfektion reduzierte die Gesamtkeimzahl um 99,8%. Kontaminationen mit *Escherichia coli* und MRSA waren in 4 von 6 Fällen nach Desinfektion nicht mehr nachweisbar.

Schlussfolgerung

Die Isoflurannarkose führte bei über 94% der Ferkel zu keiner bzw. einer geringgradigen Abwehrreaktion während der Kastration. Narkosezwischenfälle waren selten und hatten keine vermehrten Ferkelverluste zur Folge. Somit ist die automatisierte Isoflurannarkose bei sorgfältiger Anwendung mit einem geringen Risiko für die Saugferkel verbunden. Die Isoflurankonzentration in der Atemluft der beteiligten Personen lag unter dem international niedrigsten Grenzwert. Die Desinfektion der Narkosemasken könnte eine Keimübertragung zwischen Tiergruppen über diesen potenziellen Vektor verhindern.

Abstract

Objective

Investigation of defensive reactions, piglet losses, post-bleeding and recovery time of suckling piglets castrated under automated isoflurane anesthesia as well as measurements of isoflurane concentrations in ambient air and estimation of the cleaning and disinfection success of anesthesia masks.

Material and methods

A total of 955 suckling piglets (age: 4.0 ± 1.2 days; weight: 2.0 ± 0.5 kg) were castrated under automated isoflurane anesthesia (PorcAnest 3000®) after the administration of a non-steroidal anti-inflammatory drug. Reactions during the procedure were assessed before castration using the interdigital claw reflex and during castration by defensive movements and vocal response. The piglets' recovery time was evaluated in the stable corridor (pass 1) and the farrowing pen (passes 4–5). In 73 animals, the

spermatic cord was cut with a scalpel and the post-operative bleeding visually evaluated. In addition, exposure measurements of isoflurane were performed and anesthetic masks were examined for total bacterial contamination and indicator bacteria before and after the anesthetic procedure and following their disinfection.

Results

Following insufflation of isoflurane for 90 seconds 94.3% of the piglets and after prior testing of the interdigital claw reflex and possible extension of the anesthetic supply 95.3% of the piglets showed no or minimal defensive movements during castration. An anesthetic incident occurred in 0.9% of the piglets, but no animal died. The recovery time lasted 7.3 ± 4.7 minutes (pass 1) and 6.2 ± 3.3 minutes (passes 4–5). Cutting the spermatic cord with a scalpel led to a higher post-bleeding score ($p < 0.001$) compared to use of the emasculator. Isoflurane concentrations in ambient air ranged between 4.5 und 28.1 mg/m³. Masks disinfection reduced the total germ count by 99.8%. Contaminations with *Escherichia coli* and MRSA were no longer detectable in 4 of 6 cases after disinfection.

Conclusion

Isoflurane anesthesia led in over 94% of the piglets to no or minimal defensive reactions during castration. Anesthetic incidents occurred rarely and no piglet losses were recorded. Therefore, automated isoflurane anesthesia is associated with a low risk for suckling piglets. Measurements of isoflurane concentrations on persons involved were below the internationally lowest limit value. Disinfection of the anesthesia masks may prevent germ transmission between animal groups via this potential vector.

Einleitung

Mit Änderung des Tierschutzgesetzes im Jahr 2013 ist die betäubungslose Kastration unter 8 Tage alter Saugferkel nach einer 2-jährigen Fristverlängerung ab 2021 verboten (1). Für die Betäubung bei der chirurgischen Kastration stehen beim Schwein die Injektionsnarkose mit Azaperon und Ketamin sowie die Inhalationsnarkose mit Isofluran zur Verfügung (2). Isofluran hat sehr gute muskelrelaxierende und hypnotische, jedoch nur schwach analgetische Eigenschaften (3). Das Narkosemittel wirkt auf das Zentralnervensystem und führt zu einer tiefen Bewusstlosigkeit und somit zu einer Ausschaltung der Sinneswahrnehmungen inklusive des Schmerzempfindens während der Narkosedauer (4). Die Anästhesie mit Isofluran beugt effektiv Schmerzen während des operativen Eingriffs vor, lindert jedoch keine postoperativen Schmerzen (5). Geringe Isoflurankonzentrationen während der Anflutung scheinen die Nozirezeptoren sogar zu reizen (6). Ergebnisse von Schulz et al. (7) zeigen deutlich, dass eine präoperative Gabe nichtsteroidaler Antiphlogistika (NSAID) unbedingt erforderlich ist, um den postoperativen Schmerz der Ferkel zu reduzieren. Die in der vorliegenden Studie untersuchte automatisierte Isoflurannarkose bei der Saugferkelkastration kommt seit 2010 routinemäßig in der Schweiz und einigen ökologisch arbeitenden Betrieben in Deutschland zum Einsatz (8, 9). Studienergebnisse bezüglich der durch die Isoflurannarkose erreichten Narkosetiefe variieren. Schwennen et al. (10) verzeichneten bei 77% der Tiere in 3 Betrieben anhand der Abwehrbewegungen eine ausreichende Narkosetiefe, während in der Studie von Steigmann (11) nur 66% der kastrierten Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe aufwiesen. In der Studie von Enz et al. (9) mit Berücksichtigung von 100 Betrieben reagierten 86% der Ferkel mit keinen oder nur leichten Abwehrbewegungen während der Kastration. Des Weiteren wiesen 18,4% der Ferkel verstärkt Blutungen auf, die kastrationsbedingten Verluste lagen jedoch unter 0,1%.

Ziel der vorliegenden Studie war die Evaluierung der automatisierten Isoflurannarkose. Dabei wurden Reaktionen auf die Kastration, Ferkelverluste, Nachblutungen sowie Aufwachphase der Ferkel evaluiert und die Isoflurankonzentrationen in der Umgebungsluft gemessen. Zudem sollten durch mikrobiologische Begleituntersuchungen erste

Einschätzungen zum Erfolg der Reinigung und Desinfektion verwendeter Narkosegasmasken abgeleitet werden.

Material und Methoden

Das Projekt wurde von der internen Ethikkommission der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München begutachtet (AZ 185-03-09-2019). Die Förderung des Vorhabens erfolgt aus Mitteln des Bundesministeriums für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL) aufgrund eines Beschlusses des Deutschen Bundestags. Die Projektträgerschaft übernimmt die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung (BLE) im Rahmen des Bundesprogramms Nutztierhaltung. Die Daten wurden zwischen September 2019 und Januar 2020 im Staatsgut Schwarzenau, Versuchs- und Bildungszentrum für Schweinehaltung in Bayern, einem geschlossenen Betrieb mit 250 Sauen (Deutsche Landrasse × Deutsches Edelschwein) und einer Produktion im 3-Wochen-Rhythmus mit einer Säugezeit von 28 Tagen, erhoben. In den ersten Lebenstagen wurden die Zähne geschliffen und einigen Ferkeln die Schwänze kupiert sowie betriebsbedingt einem Teil der Ferkel individuelle Ohrmarken eingezogen. Am 1. und 3. Lebenstag erfolgte eine intramuskuläre Applikation von Antibiotika und Eisen. Am 21. Lebenstag wurden die Ferkel gegen PCV-2 sowie *Mycoplasma hyopneumoniae* immunisiert.

Kastration unter automatisierter Isoflurannarkose

Kastrationsfähige männliche Ferkel werden in dem Studienbetrieb routinemäßig vor dem achten Lebenstag chirurgisch unter Isoflurannarkose kastriert. Am Tag der Kastration erhielten die Saugferkel mindestens 30 Minuten vor dem Eingriff ein NSAID (0,4 mg/kg Meloxicam, Metacam® 5 mg/ml i. m., Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH, Ingelheim/Rhein).

Die Kastration unter Verwendung des Narkosegeräts PorcAnest 3000® (Fa. Promatec Automation AG, Schweiz) mit 3 Operationsplätzen fand auf dem Stallgang statt (Abb. 1). Zunächst erfolgte eine wurfweise Vorsortierung der männlichen Ferkel in offenen Kisten vor dem Narkosegerät unter Wärmelampen. Entsprechend der Gebrauchsanweisung wurden die Ferkel bäuchlings in den Halterungen fixiert und in die Narkosegasmasken

vorgeschoben (Abb. 1a), um durch Druck des Rüssels auf die Siebdüse das elektromagnetische Ventil zu öffnen. Kurz vor Ablauf der Einleitungszeit mit 90 Sekunden wurden die Ferkel für die Kastration in Rückenlage umgedreht. Als Narkosegas diente 5 Vol.% Isofluran (Isofluran Baxter vet, 1000 mg/g, Baxter Deutschland GmbH, Unterschleißheim) mit Raumluft als Trägergas (Abb. 1b). Durch Zurückziehen des Ferkels nach Beendigung der Kastration schloss das Ventil und der Narkosegasstrom endete. Die Kastration der Ferkel erfolgte stets durch dieselbe Person, während eine weitere Person zuvor die Ferkel in den Halterungen fixierte. Für die Kastration wurden Skrotum und Processus vaginalis mit jeweils einem sagittalen Skalpellschnitt pro Hoden eröffnet, beide Hoden vorgelagert und zeitgleich mit Emaskulator oder Skalpell abgesetzt (Abb. 1d). Solange sich das Ferkel mit dem Rüssel in der Maske befand, blieb der Isofluranfluss für maximal 4 Minuten aufrecht, bevor Raumluft in die Maske gelangte. Nach der Kastration wurden die Tiere aus der Halterung genommen, in eine zweite Ferkelkiste mit Hanfmatte unter Infrarot-Wärmelampen gelegt und dort zur Beurteilung der Aufwachphase gefilmt. Nach Erreichen der Fluchtfähigkeit wurde der vollständige Wurf zur Muttersau zurückgesetzt. Die Raumtemperatur im Stallgang betrug während der Auswertungsphase im Mittel 21,2 °C.

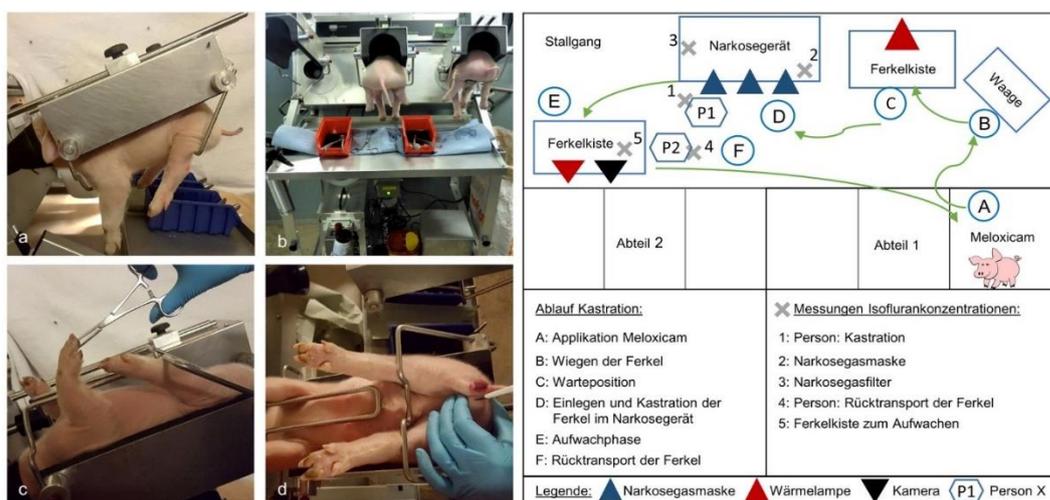


Abb. 1 Links: Ablauf der Kastration mit Einlegen (a) und Position der Ferkel im Narkosegerät (b) sowie Überprüfung des Zwischenklauenreflexes (c) und Hautschnitt mit Vorverlagerung der Hoden bei der Kastration (d). Rechts: Studienaufbau und Ablauf der Kastration vom Zeitpunkt der Schmerzmittelgabe bis zur Aufwachphase sowie Messstellen der Isoflurankonzentration. Quelle: © H. Härtel.

Fig. 1 Left: castration procedure with insertion (a) and position of piglets in the anesthetic device (b) as well as testing of the interdigital claw reflex (c) and skin incision with exteriorization of the testicles during castration (d). Right: Study design and procedure of castration from the time point of analgesics administration to the recovery period as well as measuring points for isoflurane concentrations. Source: © H. Härtel.

In die Auswertung einbezogene Tiere

In die Auswertung gingen 955 Ferkel aus 5 Abferkeldurchgängen ein. Vor der Kastration wurden Alter und Gewicht der Tiere erfasst. Das Allgemeinbefinden von 741 Ferkeln (Durchgang [DG] 2–5) wurde anhand eines Scores in Anlehnung an die „lesion and health measurements“ von Vitali et al. (12) erhoben. Die Beurteilung umfasste Vorliegen von Haut- und Schwanzläsionen, Verletzungen und Lahmheit, Body Condition Score (BCS) sowie Durchfall und neurologische Auffälligkeiten der Ferkel. Bestehende klinische Auffälligkeiten wurden addiert und jedes Ferkel mit einem Gesundheitsscore von 0 (keine klinischen Auffälligkeiten) bis 3 (≥ 3 klinische Auffälligkeiten) bewertet. Einen Überblick zu den erhobenen Parametern in den DG 1-5 gibt Tab. 1.

Tab. 1: Anzahl der Tiere (n) und erhobene Parameter (x) in den 5 Durchgängen (DG).**Table 1: Number of animals (n) and parameters collected (x) during the 5 passes.**

Parameter		DG	1	2	3	4	5
		n	214	164	217	196	164
Gewicht/Alter		953/955	x	x	x	x	x
Gesundheitsscore		741		x	x	x	x
Reaktion während Kastration	nach Einleitungszeit	595	x	x	x		
	nach Reflexprüfung	360				x	x
Narkosezwischenfälle		955	x	x	x	x	x
Ferkelverluste von Kastration bis Absetzen		195		x		x	
Wundheilung		135				x	
Nachblutung		140				x	
Nachschlaf	Stallgang	79	x				
	Abferkelbucht	344				x	x
Isoflurankonzentration		217			x		

Reaktion während der Kastration

In DG 1–3 (n = 595) wurde die Reaktion der Tiere während der Kastration in Anlehnung an den Score von Wenger et al. (13) erhoben (Tab. 2). In DG 4 und 5 (n = 360) erfolgte nach der Einleitungszeit von 90 Sekunden eine Überprüfung auf Vorhandensein des Zwischenklauenreflexes (ZKR) an einer Vordergliedmaße (Abb. 1c). Hierfür komprimierte stets dieselbe Person mit gleichem Druck für 2 Sekunden den Interdigitalbereich mit einer Klemme (Pean-Arterienklemme, 14 cm, gerade, WDT eG, Garbsen). War der ZKR auslösbar, wurde die Einleitungszeit verlängert, der Reflex erneut getestet, anschließend kastriert und die Abwehrbewegungen erfasst. Die Zeit zwischen der zweimaligen Überprüfung des ZKR ließ sich in DG 4 nicht standardisiert erheben, sodass in DG 5 (n = 164) bei auslösbarem ZKR die Narkosegaszufuhr zur Einleitung stets um 30 Sekunden verlängert wurde. Um eine bessere Übersicht zu gewährleisten, werden die Ergebnisse von DG 4 und 5 zusammen betrachtet. In allen Durchgängen wurde die Position der Ferkel im Narkosegerät erfasst.

Tab. 2: Abwehrscore basierend auf Daten von Wenger et al. (13).**Table 2: Reaction score based on data of Wenger et al. (13).**

Score	Abwehrbewegungen/Lautäußerungen
0	keine Abwehrbewegung
1	1 kurze Abwehrbewegung einer Gliedmaße, keine Lautäußerung
2	2 kurze Abwehrbewegungen, keine Lautäußerung
3	3–4 kurze Abwehrbewegungen oder eine lang anhaltende Abwehrbewegung oder eine Lautäußerung
4	> 4 kurze oder > 1 lang anhaltende Abwehrbewegungen oder > 1 Lautäußerung

Narkosezwischenfälle, Verluste

Ferkelverluste wurden dokumentiert und das Auftreten von Narkosezwischenfällen (Apnoe, Herz-Kreislauf-Stillstand: Apnoe und Herzstillstand) visuell, palpatorisch und auskultatorisch festgestellt. Bei einem Narkosezwischenfall wurde das betroffene Ferkel aus dem Narkosegerät genommen, die Atmung durch Kompression des Brustkorbs stimuliert und ein Kaltwasserguss angewendet (14-16). Da 195 männliche Ferkel in DG 2 und 4 mit einer individuellen Ohrmarke gekennzeichnet waren, konnten bei diesen Tieren die Verluste bis zum Absetzen verfolgt werden.

Aufwachphase

Der Nachschlaf von 79 Ferkeln wurde in DG 1 in einer Kiste im Stallgang gefilmt und nachfolgend die Zeitspanne vom Herausnehmen aus der Narkosegasmaske bis zur Stehfähigkeit erhoben. Da die Dauer der Aufwachphase in DG 1 von den Resultaten vergleichbarer Studien abwich und Beobachtungen aus DG 2 und 3 auf kürzere Aufwachphasen bei Manipulation der Ferkel z. B. durch Hochheben hinwies, erfolgte eine Anpassung der Methodik. So wurden die Ferkel in DG 4 und 5 (n = 344) nach Kastration des gesamten Wurfs in die gleichen offenen Kisten aus den ersten Durchgängen gelegt, in die Abferkelbucht verbracht und die Aufwachphase dort gefilmt. Die Auswertung umfasste die Anzahl der bei Videobeginn bereits stehenden Ferkel sowie die Dauer der Aufwachphase der Ferkel, die zu Beginn der Aufzeichnung noch nicht stehfähig waren.

Die Nachschlafzeiten in DG 2 und 3 ließen sich nicht standardisiert erheben und blieben daher unberücksichtigt.

Nachblutung, Wundheilung

In DG 4 wurde bei 73 Ferkeln der Samenstrang mit einem Skalpell abgesetzt. Bei allen Ferkeln wurde direkt nach Kastration sowie 1 Stunde später visuell ein Nachblutungsscore nach Enz et al. (9) erhoben: 0 Punkte: keine Blutung sichtbar; 1 bzw. 2 Punkte: Ausbreitung der Blutung \leq 2cm bzw. $>$ 2 cm um den Wundrand; 3 Punkte: Blut im Perianalbereich und an den Hintergliedmaßen sichtbar. Die Kastrationswunden von 135 Ferkeln wurden am 21. Tag p. op. anhand eines Wundscores (modifiziert nach Zankl (17)) mit folgenden Punktwerten beurteilt: Aussehen der Wunde (0–2 Punkte), Vorhandensein und Beschaffenheit von Wundsekret (0–2 Punkte), Konsistenz und Umfang der Samenstränge (0–3 Punkte). Die Summe der Punkte ergab einen Wundscore von 0 (vollständige Wundheilung) bis 7 Punkte (hochgradige Wundheilungsstörung).

Isoflurankonzentration

Die Ermittlung der Isofluranexposition in DG 3 beinhaltete Messungen bei Inbetriebnahme des Narkosegeräts inklusive Einfüllen von Isofluran in den Verdampfer, bei der Kastration von 217 Ferkeln und beim Ablassen des Isoflurans aus dem Verdampfer. In einem Zeitraum von 4 Stunden erfolgten die Messungen an 5 Lokalisationen (Messung 1: im Bereich der Atemluft der kastrierenden Person; Messung 2: seitlich an der Narkosegasmaske; Messung 3: am Aktivkohlefilter; Messung 4: in der Atemluft der Person, die die Ferkel in Kisten transportierte; Messung 5: in der Aufwachkiste der Ferkel; Abb. 1). Die Probennahme und Analytik von Isofluran wurden von der TÜV Süd Industrie Service GmbH nach dem IFA-Verfahren Nr. 7673 (10/2004) durchgeführt. Gemäß der Gefahrstoffverordnung wurde ein Schichtmittelwert ermittelt, der die Exposition an 5 Tagen die Woche mit jeweils 8 Stunden hochgerechnet auf die Lebensarbeitszeit beschreibt (18).

Mikrobiologische Untersuchungen der Narkosegasmasken

Zur Untersuchung der Maskenhygiene wurden 8 Masken zu 3 verschiedenen Zeitpunkten (vor sowie nach Narkose, nach Desinfektion) mit einem sterilen, mit NaCl-Lösung angefeuchteten und anschließend mit einem trockenen Tupfer (VWR International GmbH, Darmstadt) beprobt. Die Reinigung und Desinfektion (Meliseptol®, Henry Schein Dental Austria GmbH, Wien) der Masken erfolgte im Anschluss an die Narkose aller Ferkel eines Durchgangs (Ferkelanzahl: $191 \pm 23,2$). Die Tupferproben wurden für die anschließenden Analysen in Röhrchen mit 10 ml PBS + 0,01% Tween 20 überführt und gekühlt ans Labor des Instituts für Tierschutz, Tierhygiene und Nutztierethologie der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover gesendet.

Nach Ankunft im Labor wurden die Tupferproben in den Röhrchen 1 Minute bei maximaler Geschwindigkeit gevortext (uniTexer1, LLG Labware, Meckenheim). Zur Bestimmung der Gesamtkeimzahlen (GKZ) mesophiler Bakterien wurden Verdünnungsreihen in 0,9%iger NaCl-Lösung angelegt und je 0,1 ml auf jeweils 3 Blutbasis-No.2-Agarplatten ausplattiert. Nach 48-stündiger aerober Bebrütung bei 36 °C erfolgte die Auszählung der Kolonien. *Escherichia (E.) coli* und methicillinresistente *Staphylococcus aureus* (MRSA) wurden wie von Friese et al. (19) und Ahmed et al. (20) beschrieben nach Voranreicherung qualitativ nachgewiesen. Abweichend dazu diente zur Bestätigung der MRSA-Isolate eine Real-Time-PCR (QuickBlue RealQuick QB-RTi-39, Q-Bioanalytic GmbH, Bremerhaven).

Statistische Auswertung

Die deskriptive Auswertung wurde mit den Programmen Microsoft Office Excel 2016 für Windows (Microsoft Corp., Redmond, WA, USA) und IBM SPSS Statistics 26.0 für Windows (IBM Corp., Armonk, NY, USA) durchgeführt. Die statistische Auswertung erfolgte unter Verwendung der Programme IBM SPSS Statistics 26.0 für Windows und R Version 3.6.3 (29/02/2020), wobei Letzteres auch bei der Diagrammerstellung zum Einsatz kam. Aufwachzeit, Wundheilung und Nachblutungsscore wurden deskriptiv ausgewertet und die Daten von Aufwachzeit bzw. Nachblutungsscore als Mittelwert \pm Standardabweichung dargestellt. Die

Nullhypothese besagt, dass zwischen den Studiengruppen hinsichtlich der untersuchten Parameter kein Unterschied besteht, Werte von $p \leq 0,05$ gelten als signifikant.

Die Daten wurden mittels Shapiro-Wilk-Test auf Normalverteilung getestet. Der Parameter Gewicht war im Gegensatz zu Gesundheitsscore und Alter normalverteilt. Der Einfluss von Gewicht, Alter und Position am Narkosegerät auf die Abwehrbewegungen nach Einleitungszeit wurde mit einem gemischten linearen logistischen Modell mit Gewicht, Alter und Position als feste Effekte und DG als zufälliger Effekt berechnet. Die Differenz der Gewichtsklassen betrug 0,25 kg. Der Gesundheitsscore blieb aufgrund der geringeren Tierzahl von diesem Modell ausgenommen, stattdessen wurde mittels Mann-Whitney-U-Test der Einfluss auf das Auftreten von Abwehrbewegungen getestet.

Ergebnisse

In die Auswertung einbezogene Tiere

Zum Zeitpunkt der Kastration wiesen die Ferkel ein medianes Alter von 4,0 Tagen (1–6 Tage; $n = 955$) und ein mittleres Körpergewicht von $2,0 \pm 0,5$ kg ($n = 953$) auf. Der mittlere Gesundheitsscore der 741 untersuchten Ferkel betrug $0,5 \pm 0,7$ (Abb. 2). Bei 22,1% der Tiere bestanden Hauterosionen an den Karpalgelenken, 16,9% der Tiere hatten eine veränderte Kotkonsistenz, 7,2% einen reduzierten Ernährungszustand, 3,1% Verletzungen der Haut und 0,4% Anzeichen einer Nabelentzündung.

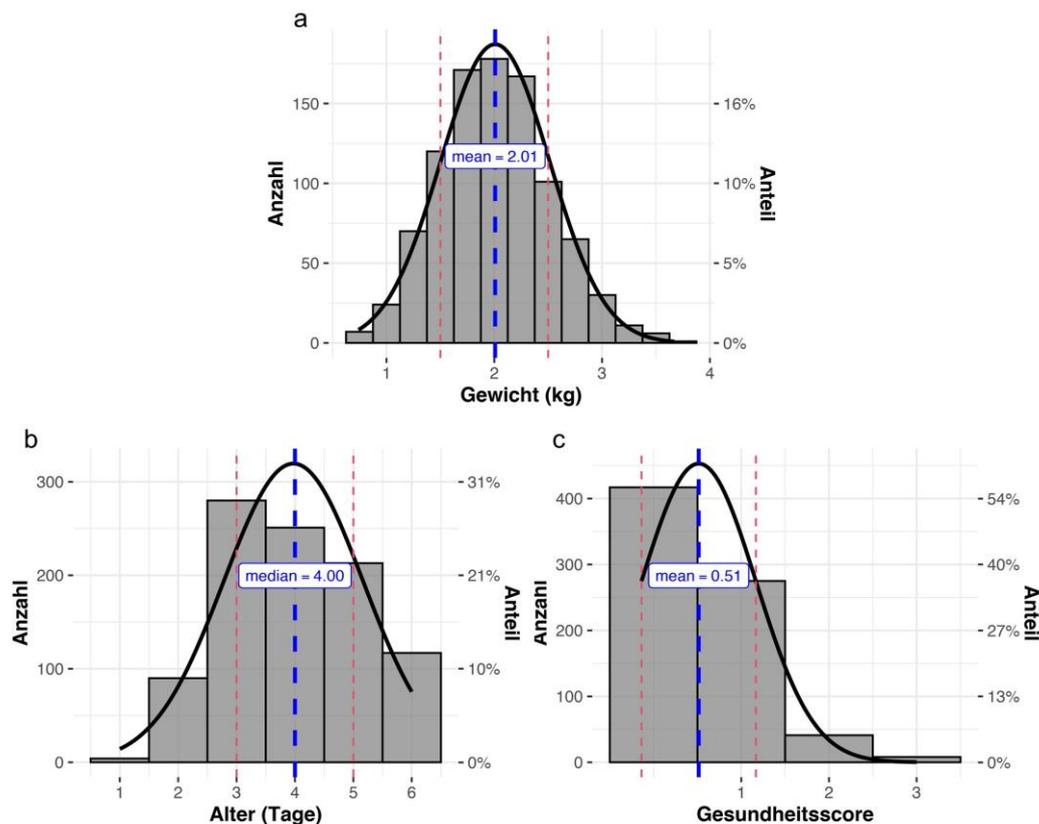


Abb. 2: Verteilung der Tiere (Anzahl) nach Körpergewicht in Kilogramm (a), Lebensalter in Tagen (b) und Gesundheitsscore (0 = keine klinischen Auffälligkeiten; 1 = 1 klinische Auffälligkeit; 2 = 2 klinische Auffälligkeiten; 3 = ≥ 3 klinische Auffälligkeiten) (c). Blau gestrichelte Linie: Mittelwert; rot gestrichelte Linie: Standardabweichung; schwarze Linie: Normalverteilungskurve. Quelle: © H. Härtel.

Fig. 2: Distribution of animals by weight in kg (a), age in days (b) and health score (0 = no clinical abnormalities; 1 = 1 clinical abnormality; 2 = 2 clinical abnormalities, 3 = ≥ 3 clinical abnormalities) (c). Blue dashed line: mean value; red dashed line: standard deviation; black line: normal distribution line. Source: © H. Härtel.

Reaktion während der Kastration

Während der Kastration nach der standardisierten Einleitungszeit von 90 Sekunden (DG 1–3, $n = 595$) zeigten 90,4% der Ferkel keine Abwehrbewegung (Score 0), 3,9% der Tiere eine kurze Abwehrbewegung (Score 1) und 3,2% einen Abwehrscore von ≥ 3 (mehrere kurze oder eine lang anhaltende Abwehrbewegung oder Lautäußerung). Nachdem in DG 4 und 5 ($n = 360$) der ZKR getestet und die Narkosegaszufuhr aufgrund des vorhandenen Reflexes bei 15,6% der Ferkel verlängert wurde, ergab sich

bei 91,1% der Ferkel Score 0, bei 4,1% Score 1 und bei 3,9% ein Score ≥ 3 (Tab. 3). Über alle Durchgänge (DG 1–5, 955 Ferkel) hinweg wiesen 3,5% der Ferkel während der Kastration einen Abwehrscore von ≥ 3 auf, 1,9% Score 2 und 4,0% Score 1. Bei 90,7% der Ferkel traten keine Abwehrbewegungen auf (Score 0).

Tab. 3: Anzahl (n) bzw. Anteil (%) der Ferkel mit Abwehrscore bei Kastration (DG 1–3) bzw. Zwischenklauenreflex nach der Isofluran-Einleitungszeit und Abwehrscore (DG 4–5) in den 5 Durchgängen (DG).

Table 3: Number (n) and percentage (%) of piglets with defensive score during castration (passes 1–3) or interdigital claw reflex following isoflurane insufflation period and defensive score (passes 4–5) divided by passes.

DG	gesamt – n (%)	Reflex		Abwehrscore bei Kastration – n (%)				
				0	1	2	3	4
1–3	595 (100)			538 (90,4)	23 (3,9)	15 (2,5)	7 (1,2)	12 (2,0)
4	196 (100)	negativ	168 (85,7)	159 (94,6)	4 (2,4)	2 (1,2)	0 (0)	3 (1,8)
		positiv	28 (14,3)	22 (78,6)	4 (14,3)	0 (0)	0 (0)	2 (7,1)
5	164 (100)	negativ	136 (82,9)	124 (91,2)	6 (4,4)	1 (0,7)	4 (2,9)	1 (0,7)
		positiv	28 (17,1)	23 (82,1)	1 (3,6)	0 (0)	1 (3,6)	3 (10,7)
Gesamt	955 (100)			866 (90,7)	38 (4,0)	18 (1,9)	12 (1,3)	21 (2,2)

Das Körpergewicht der Ferkel am Kastrationstag beeinflusste im Gegensatz zum Alter, der Position der Ferkel im Narkosegerät und dem Gesundheitsscore der Ferkel die Reaktionen während der Kastration signifikant ($p < 0,001$) (Abb. 3).

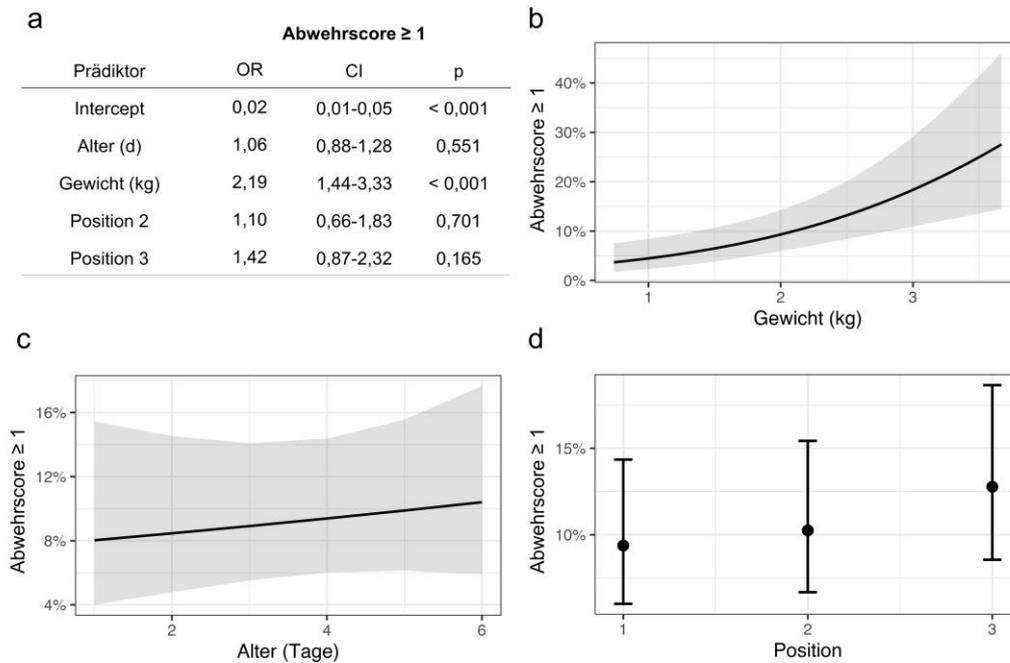


Abb. 3: Koeffizienten des gemischten linearen logistischen Effektmodells mit geplotteten Vorhersagen der festen Effekte (Alter, Gewicht, Position) und Durchgang (DG) als zufälliger Effekt (a) sowie Einfluss der Parameter Körpergewicht in Kilogramm (b), Alter in Tagen (c) und Position im Narkosegerät (d) auf den Anteil der Tiere (%) mit Score ≥ 1 (DG 1–3: Abwehrscore ≥ 1 bzw. DG 4–5: positiver Zwischenklauenreflex) nach 90 Sekunden Einleitungszeit mit Odds Ratio (OR), Konfidenzintervall (CI) und Signifikanz (p). Quelle: © H. Härtel.

Fig. 3: Coefficients of linear logistic mixed effect model with plotted predictions of the fixed effects (age, weight, position) and pass as random effect (a) as well as influence of parameters weight in kg (b), age in days (c) and position in the anesthetic device (d) on proportion of animals (%) with score ≥ 1 (passes 1–3: defensive score ≥ 1 or passes 4–5: positive interdigital claw reflex) after 90 seconds of insufflation time with odds ratio (OR), confidence interval (CI) and significance (p). Source: © H. Härtel.

Narkosezwischenfälle, Verluste

Bei 0,9% der 955 narkotisierten und kastrierten Ferkel trat ein Narkosezwischenfall (Apnoe: $n = 7$; Herz-Kreislauf-Stillstand: $n = 2$) auf. Die genannten Notfallmaßnahmen führten in allen Fällen zum Wiedereinsetzen der Atmung und zur Stabilisierung des Kreislaufs. Die Ferkel konnten innerhalb von 10 Minuten, nachdem keines der Tiere mehr Hinweise für ein beeinträchtigtes Allgemeinbefinden zeigte, zur Muttersau zurückgesetzt werden. Während der Narkose und in den folgenden

24 Stunden traten keine Ferkelverluste auf. Ein Ferkel musste jedoch aufgrund einer unentdeckten Hernia scrotalis euthanasiert werden (Pentobarbital, Release®, 500 mg/ml, WDT, Garbsen). In DG 2 und 4 (n = 195) ergab sich vom Tag der Kastration bis zum Absetzen eine Verlustrate von 4,1%. Im Vergleichszeitraum von Oktober 2018 bis inklusive Januar 2019 (n = 317) betrug die Verlustrate der betäubungslos kastrierten Saugferkel in diesem Betrieb 3,8%.

Aufwachphase

In DG 1 erreichten 63 der 79 Ferkel nach $7,3 \pm 4,7$ Minuten ohne jegliche Intervention während der Aufwachphase im Stallgang das Stehvermögen (Abb. 4). Da ablaufbedingt die Videoaufzeichnungen der Aufwachphase nach $12,2 \pm 2,8$ Minuten beendet werden mussten und 16 Ferkel bis dahin noch nicht aufgestanden waren, ließ sich bei diesen Tieren die Dauer der Aufwachphase nicht dokumentieren.

In DG 4 und 5 (n = 344), in denen sich die Tiere während der Aufwachphase in Kisten in der Bucht befanden, waren 47,4% der Tiere bereits bei Beginn der Videoaufzeichnung nach durchschnittlich $5,7 \pm 2,9$ Minuten stehfähig. Bei Ferkeln, deren gesamte Aufwachphase gefilmt wurde (n = 134; 38,9%), kehrte das Stehvermögen im Mittel nach $6,2 \pm 3,3$ Minuten zurück (Abb. 4). Bei 13,7% der Ferkel musste die Videoaufzeichnung vor Beendigung der Aufwachphase abgebrochen werden.

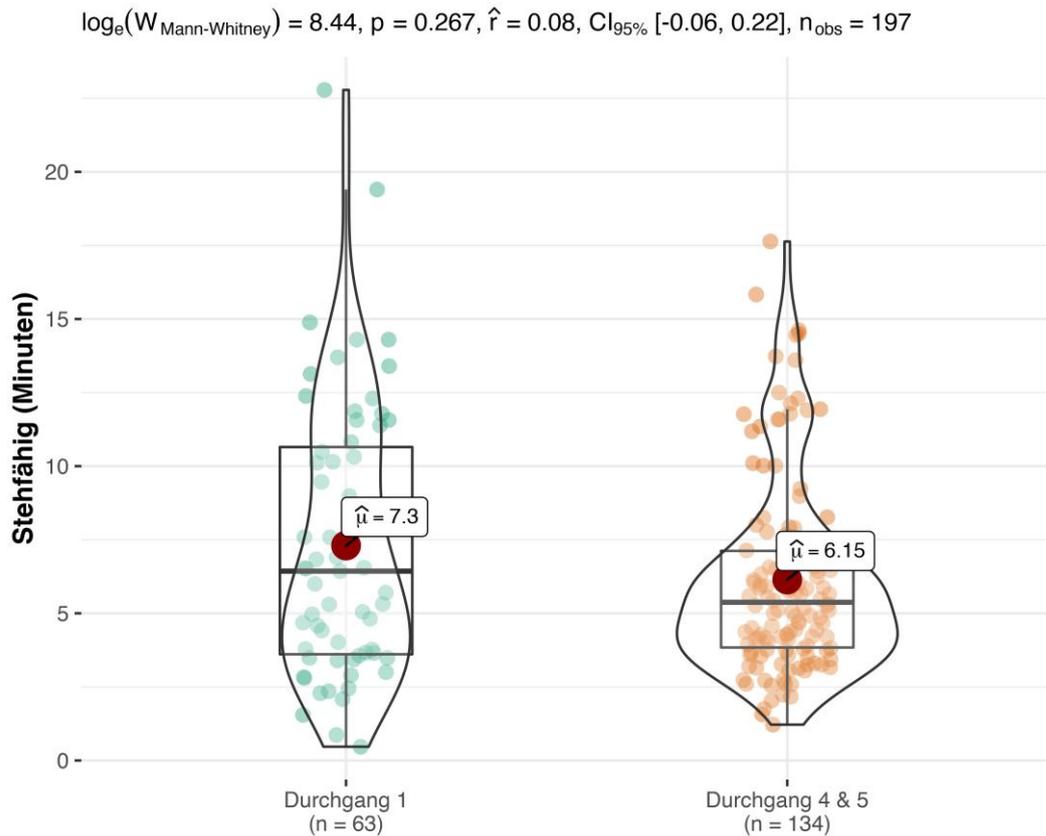


Abb. 4: Dauer der Aufwachphase in Minuten bis zur Stehfähigkeit der Ferkel mit Anzahl (n) der Ferkel, p-Wert (p), Konfidenzintervall (CI) der Effektstärke (r), Mittelwert (μ) und Box-Plot in den Durchgängen 1 sowie 4 und 5. Quelle: © H. Härtel.

Fig. 4: Duration of recovery time in minutes until standing ability of the piglets with number (n) of piglets, p-value (p), confidence interval (CI) of the effect size (r), mean value (μ) and boxplot in passes 1, 4 and 5. Source: © H. Härtel.

Nachblutung, Wundheilung

In DG 4 wurde bei 73 Ferkeln der Samenstrang mit dem Skalpell abgesetzt. Diese Tiere wiesen direkt nach der Kastration einen Nachblutungsscore von $1,2 \pm 0,9$ und 1 Stunde später einen Score von $2,6 \pm 1,0$ auf. Sie unterschieden sich damit signifikant von Tieren, bei denen ein Emaskulator zum Einsatz kam, sowohl direkt nach der Kastration ($0,4 \pm 0,6$; $p < 0,001$) als auch 1 Stunde später ($1,6 \pm 1,2$; $p < 0,001$). Die Beurteilung der Wundheilung (n = 135) an Tag 21 p. op. ergab bei 3,7% der Ferkel einen Wundscore ≥ 1 (Score 1: n = 4; Score 2: n = 1).

Isoflurankonzentration

An den definierten Messpunkten variierten die Isoflurankonzentrationen in der Umgebungsluft zwischen 4,5 mg/m³ und 28,1 mg/m³. Im Bereich der Atemluft der kastrierenden Person und der Person, die die Ferkel transportierte, betrug die Isofluranexposition 11,0 mg/m³ bzw. 4,5 mg/m³. In der Umgebungsluft seitlich der Narkosegasmaske wurde eine Isoflurankonzentration von 28,1 mg/m³ gemessen, am Aktivkohlefilter von 7,4 mg/m³ und in der Aufwachkiste der Ferkel von 16,0 mg/m³.

Mikrobiologische Untersuchungen der Narkosegasmasken

Die aufgeführten Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchungen stellen erste orientierende Ergebnisse dar. Wie Tab. 4 zu entnehmen ist, senkten Reinigung und Desinfektion der verwendeten Masken die Gesamtkeimzahl im Mittel um mehr als 2 log-Stufen. Die Reduktionsraten der einzelnen Masken lagen aufgerundet zwischen 98% und 100%. Die Keimzahlen vor Benutzung der Masken befanden sich in etwa auf dem gleichen Niveau wie nach der Reinigung und Desinfektion. Die Nachweishäufigkeiten gramnegativer (*E. coli*) und grampositiver (MRSA) Indikatorbakterien vor und nach der Narkose deuten an, dass die Masken durch die Ferkelrüssel mit *E. coli* und MRSA kontaminiert wurden.

Tab. 4: Gesamtkeimzahlen (geometrisches Mittel) mesophiler Bakterien und Häufigkeit der Nachweise von *E. coli* und methicillinresistenter *Staphylococcus aureus* (MRSA) aus Tupferproben von 8 untersuchten Narkosegasmasken.

Table 4: Total bacterial counts (geometric mean) of mesophilic bacteria and frequency of detection of *E. coli* and methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) from swab samples of 8 investigated anesthetic masks.

Parameter	Probennahmezeitpunkt		
	vor Narkose	nach Narkose	nach Desinfektion
Gesamtkeimzahl	1,67 × 10 ³	5,22 × 10 ⁵	1,01 × 10 ³
Nachweis <i>E. coli</i>	0 von 8	6 von 8	2 von 6
Nachweis MRSA	1 von 8	8 von 8	1 von 6

Diskussion

Die Kastration von Saugferkeln ist auch in den ersten Lebenstagen ein mit Schmerzen verbundener Eingriff (21, 22). Mit Änderung des Tierschutzgesetzes im Jahr 2013 ist ab 2021 auch beim Saugferkel vor dem achten Lebenstag die betäubungslose Kastration unzulässig (1). Eine mögliche Alternative stellt die Kastration unter Isoflurannarkose dar (2, 9, 23). Ziel dieser Auswertung war, die Durchführbarkeit und Auswirkung der automatisierten Isoflurannarkose anhand von Abwehrreaktionen, Ferkelverlusten, Nachblutungen und der Aufwachphase der Ferkel zu evaluieren. Zudem wurde die Isoflurankonzentration am Arbeitsplatz während der Kastration eines Abferkeldurchgangs gemessen und erste mikrobiologische Untersuchungen der Narkosegasmasken beurteilt.

Für die Auswertung standen insgesamt 955 unter 8 Tage alte, männliche Saugferkel aus 5 Abferkeldurchgängen zur Verfügung, die als kastrations- und narkosefähig eingestuft und nach NSAID-Applikation routinemäßig unter automatisierter Isoflurannarkose kastriert wurden. Das Alter der Ferkel betrug bei Kastration im Median 4,0 Tage und sie wogen $2,0 \pm 0,5$ kg. Knapp die Hälfte (49,7%) der in die Auswertung einbezogenen Ferkel wiesen klinische Auffälligkeiten auf, wobei es sich übereinstimmend mit Vitali et al. (12) hauptsächlich um Hautläsionen an Gliedmaßen und im Gesicht sowie einen niedrigen BCS handelte. Außerdem zeigten einige Tiere eine veränderte Kotkonsistenz. Der durch Aufsummierung der klinischen Auffälligkeiten gebildete individuelle Gesundheitsscore lag im Mittel bei $0,5 \pm 0,7$. Die unterschiedlichen Ausprägungen konnten nur wenig gewichtet werden, doch ermöglichte der Score einen schnellen und fundierten Überblick über den Gesundheitsstatus der Ferkel. Nicht jeder Parameter ließ sich in allen 5 Durchgängen erheben, sodass die Anzahl der Tiere bei den einzelnen Parametern variiert.

Reaktion während der Kastration

Die Reaktion während der Kastration wurde anhand eines Scores von Wenger et al. (13) beurteilt, den Rintisch et al. (24) als zuverlässige Kontrolle der Narkosetiefe beschrieben. Eine ausreichende Narkose führt zu Bewusstseinsverlust, Muskelrelaxation sowie einer fehlenden Reaktion auf einen Schmerzstimulus (25-27). In DG 1–3 wiesen 94,3% der Ferkel

keine oder nur eine kurze Abwehrbewegung ohne Lautäußerung (Score 0 und 1) während der Kastration auf. In Untersuchungen von Kupper und Spring (23) und Enz et al. (9) zeigten 92,4% bzw. nur 86% der Tiere keine oder lediglich eine geringe Abwehrbewegung. Gründe für die abweichenden Ergebnisse von Enz et al. (9) könnten an der Erhebung der Daten in mehreren Betrieben mit Einsatz unterschiedlicher Narkosegeräte und variierender Anflutungszeiten von 75 und 90 Sekunden liegen. Auch in der Studie von Schwennen et al. (10) zeigten bei einer Einleitungszeit von 70 Sekunden nur 77% der Ferkel keine oder eine geringe Abwehrbewegung (Score 0 und 1) sowie einen nicht auslösbaren Palpebral- und Flexorreflex. Weitere Vollnarkosen wurden in zahlreichen Studien untersucht (8, 27-31). Unter Injektionsnarkose kastrierte Ferkel wiesen zu 34% bzw. 66,7% starke Abwehrbewegungen bei der Kastration auf (8, 30). Die Saugferkelkastration unter CO₂-Narkose führt zu überschießenden Stressreaktionen und wird von Autoren mehrerer Studien abgelehnt (32-34).

Mit dem Ziel, den Anteil der Tiere mit ausreichender Narkosetiefe bei der Kastration zu erhöhen, wurde in DG 4 und 5 der ZKR vor der Kastration überprüft, um bei vorhandenem Reflex die Einleitungszeit zu verlängern. Mit zunehmender Narkosetiefe verschwindet zunächst die Reaktion auf einen Schmerzstimulus durch Kompression des Schwanzansatzes, gefolgt von der Reaktion bei Kompression der Afterklaue und schließlich unterbleibt auch die Reaktion auf einen Schmerzstimulus an der Nasenscheidewand (25). Aufgrund der Einleitung mittels Maske kann Letztgenannter nicht zur Beurteilung der Narkosetiefe herangezogen werden. Eger et al. (35) beschreiben den ZKR („dew claw clamp“) als supramaximalen Stimulus, nicht jedoch den „tail clamp“ oder eine chirurgische Inzision wie den Hautschnitt. Der Zug am Samenstrang wird im Vergleich zur Hautinzision als schmerzhafter beschrieben (21, 22). Der polysynaptische ZKR führt als Folge eines Schmerzstimulus zum Zurückziehen der Gliedmaße und kann als praxisnahe Überprüfung des chirurgischen Toleranzstadiums verwendet werden (24). Wurde der ZKR überprüft und die Narkosegaszufuhr ggf. verlängert, betrug der Anteil der Ferkel mit keiner bzw. einer kurzen Abwehrreaktion bei der Kastration (Score 0 und 1) 95,3%. Im Vergleich zu DG 1–3 steigerte sich der Anteil

der Ferkel mit einem Abwehrscore von 0 und 1 um nur 1%, lag jedoch höher als in früheren Studien (9, 10, 23). Gründe dafür könnten in einer sichergestellten und korrekt ausgeführten präemptiven Analgesie sowie im stressfreien präoperativen Umgang und Einlegen der Ferkel ins Narkosegerät liegen. Zusätzlich ist die Überprüfung des ZKRs für den Anwender eine gute Möglichkeit, das Bewusstsein und die Muskelrelaxation der Ferkel zu beurteilen.

Zudem zeigte sich, dass nach 90 Sekunden Einleitungszeit das Gewicht der Ferkel am Kastrationstag das Auftreten von Abwehrbewegungen signifikant beeinflusste. So stieg, übereinstimmend mit Schwennen et al. (10), bei Tieren mit höherem Körpergewicht die Wahrscheinlichkeit einer Abwehrbewegung während der Kastration. Studien ergaben, dass sehr große Ferkel in den verwendeten Halterungen nicht optimal fixiert werden konnten und die Narkosegasmasken die Maulspalte großer Ferkel unvollständig umschlossen (11). Ein weiterer Grund könnte die fehlende individuelle Anpassung der Anflutungszeit und des Gasflows an das Gewicht der Ferkel und damit des Atemzugvolumens sein (10, 11), da die benötigte Menge an Isofluran gewichtsabhängig ist (15). Weder Alter noch Gesundheitscore und Position der Ferkel im Narkosegerät beeinflussten das Auftreten von Abwehrbewegungen während der Kastration signifikant.

Narkosezwischenfälle, Verluste

In der vorliegenden Studie fiel bei 0,7% Ferkel während oder nach der Narkose eine Apnoe auf und bei 0,2% der aus dem Narkosegerät entnommenen Ferkel ließ sich kein Herzschlag palpieren. Nach Durchführung der beschriebenen Maßnahmen kam es, übereinstimmend mit den Resultaten anderer Studien (2, 10, 11, 15, 36-38) innerhalb von 24 Stunden nach der Kastration zu keinen narkosebedingten Ferkelverlusten. Enz et al. (9) schätzen das Auftreten kastrationsbedingter Saugferkelverluste unter Isoflurannarkose auf unter 0,1%. Wie in der Untersuchung von Hodgson (15) waren in der vorliegenden Studie auch bis zum Absetzen keine vermehrten Verluste zu verzeichnen. So betrug die Verlustrate bei den 195 individuell nachverfolgten Ferkeln vom Tag der Kastration bis zum Absetzen 4,1%, zumeist verursacht durch Erdrücken durch die Muttersau. Im Vergleichszeitraum mit betäubungsloser

Kastration im Jahr zuvor lag die Verlustrate bei 3,8%. Diese Ergebnisse zeigen übereinstimmend mit den Resultaten weiterer Studien, dass die Isoflurannarkose, wahrscheinlich durch die schnelle Aufwachphase und die rasch wiedererlangte Mobilität der Ferkel, die Verluste der Saugferkel bis zum Absetzen nicht beeinflusst (2, 11, 36, 39).

Aufwachphase

Erfolgte die Aufwachphase der Ferkel in Kisten in der jeweiligen Abferkelbucht (DG 4–5), waren 47% der Tiere nach durchschnittlich 5,7 Minuten und knapp 39% der Ferkel nach durchschnittlich 6,2 Minuten stehfähig und konnten zur Sau zurückgesetzt werden. Hingegen gaben in Umfragen von Enz et al. (9) 37% der Betriebe Nachschlafphasen von < 2 Minuten und 62% der Betriebe Zeiten von 2–5 Minuten an. In Untersuchungen mit einer Einleitungszeit von 90 Sekunden und Verwendung von 5 Vol.% Isofluran dauerten die Aufwachphasen durchschnittlich 2,1–3,4 Minuten (36, 40). In Studien, in denen die Isoflurankonzentration 1,8 Vol.% betrug, ergaben sich Aufwachphasen von 2,0–2,4 Minuten (15, 38) und 2,4–3,0 Minuten (37). Die Aufwachphase bei der Isoflurannarkose verläuft rasch, da Isofluran wegen einer geringen Metabolisierungsrate zu 98% über die Lunge abgeatmet wird (3, 26). Narkosedauer sowie Narkosetiefe beeinflussen die Nachschlafphase. Gründe für geringere Nachschlafzeiten in anderen Studien könnten in einer kürzeren Einleitungsphase (36), geringere Narkosetiefe (36) oder einem geringeren Stichprobenumfang liegen (40).

In DG 1 dauerte die Aufwachphase in Kisten auf dem Stallgang ohne Interventionen und akustische Reize durch die Muttersau durchschnittlich 7,3 Minuten. Das Fehlen dieser externen Reize und die ruhige Umgebung schien dazu zu führen, dass einige augenscheinlich nicht mehr narkotisierten Ferkel nicht aufstanden, sondern weiterschliefen.

Es ist davon auszugehen, dass die Ferkel aufgrund der kurzen Aufwachphase und der schnellen Rückkehr des Stehvermögens keine bzw. nur wenige Milchmahlzeiten verpassen und ein normales Saugverhalten zeigen (8). In Untersuchungen von Baldinger et al. (8) hielten sich die meisten Ferkel nach dem Erwachen aus der Narkose im Ferkelnest auf und zeigten sofort nach Rückkehr des Stehvermögens einen vollständig

ausgeprägten Fluchreflex, was die Gefahr von Erdrückungsverlusten deutlich verringerte.

Nachblutung, Wundheilung

Routinemäßig wird bei der betäubungslosen Kastration unter 8 Tage alter Saugferkel der Samenstrang mit einem Skalpell ohne Ligatur oder Quetschung durchtrennt und die Hautwunde nicht verschlossen. Bei dieser Kastrationsmethode wird keine Auswirkung des Eingriffs auf die Eisenkonzentration im Serum und Tageszunahmen beschrieben (41).

Durch den Kastrationsschmerz kommt es zu einer Erhöhung der Katecholaminkonzentration (42) und folglich zu einer peripheren Vasokonstriktion, was zu einem geringeren Blutverlust zu führen scheint (43, 44). Bei der Saugferkelkastration unter Isoflurannarkose wird dagegen eine höhere Blutungstendenz beschrieben (9), auch da Inhalationsanästhetika wie Isofluran zu einer Dilatation der peripheren Gefäße führen (3, 26). Deshalb empfehlen Enz et al. (9) die Durchtrennung des Samenstrangs mit einem Emaskulator. Um dies zu verifizieren, wurden in der vorliegenden Untersuchung direkt nach der Kastration und 1 Stunde später die Nachblutungen visuell durch dieselbe Person anhand eines Scores evaluiert. Die Anwendung des Emaskulators führte im Vergleich zum Skalpelleinsatz zu signifikant geringeren Anzeichen postoperativer Blutungen. Übereinstimmend verzeichneten Hug et al. (37) nach Verwendung eines Emaskulators bei der Saugferkelkastration unter Isoflurananästhesie keine oder nur geringe postoperative Blutungen. Wenngleich in der vorliegenden Studie unabhängig von der Kastrationsmethode 39,7% der Ferkel direkt nach der Kastration und 85,0% 1 Stunde später einen höheren Nachblutungsscore (Score 2 und 3) aufwiesen, scheint der Blutverlust klinisch wenig relevant zu sein, da sich die Ferkelverluste weder am Tag der Kastration noch bis zum Absetzen erhöhten. Der beschriebene Anstieg des Nachblutungsscores könnte durch die zwischenzeitliche Aktivität der Ferkel bedingt sein, die möglicherweise zum Auseinanderklaffen der Wundränder und somit zu einem verstärkten Blutaustritt führt.

Untersuchungen von Steigmann (11) zeigten am 3.-5. Tag sowie in der 2. Woche nach der Kastration eine signifikant schlechtere Wundheilung der unter Isoflurannarkose kastrierten Ferkel verglichen mit den betäubungslos kastrierten Kontrolltieren. Drei Wochen nach der Kastration bestanden keine Unterschiede mehr (11). Demgegenüber stellten Schulz et al. (7) am 14. Tag p. op. signifikant niedrigere Wundscores bei den unter Isoflurannarkose kastrierten Ferkeln fest. In der vorliegenden Studie bestanden, vergleichbar mit den Ergebnissen von Enz et al. (9), bei 3,7% der Tiere 3 Wochen nach der Kastration geringgradige Anzeichen einer verzögerten Wundheilung, die jedoch nicht mit einer Beeinträchtigung des Allgemeinbefindens verbunden waren.

Isoflurankonzentration

Isofluranmessungen in der Raumluft an verschiedenen Lokalisationen während eines Kastrationstags ergaben Konzentrationen von 4,5 mg/m³ (Transporteur), 11,0 mg/m³ (Operateur) und 28,1 mg/m³ (Narkosegasmasken). Kupper und Spring (23) bestimmten in 2 Feldebetrieben mittlere Isoflurankonzentrationen von 3,7 mg/m³ beim Anwender und am Narkosegerät sowie von 18,7 mg/m³ in der Aufwachbox der Ferkel. Gegenwärtig existiert in Deutschland kein Arbeitsplatzgrenzwert für Isofluran, weshalb zur Orientierung der international niedrigste Grenzwert aus Israel und Ontario (Kanada) mit 15 mg/m³ herangezogen werden kann (45). Die Konzentrationen im Bereich der Atemluft der beteiligten Personen sind von besonderer Bedeutung, da Isofluran, ein farbloser halogenierter Ether mit stechendem Geruch, über die Atemwege aufgenommen wird (3, 26, 45, 46). Im Gegensatz zur vorliegenden Untersuchung berichteten 22% der befragten Betriebsleiter in der Schweiz von Kopfschmerzen und Schwindel nach Anwendung der Isoflurannarkose (9). Messungen der Isoflurankonzentration in der Raumluft in zufällig ausgewählten Betrieben ergaben einen Medianwert von 18,7 mg/m³, der unter dem Arbeitsplatzgrenzwert der Schweiz von 77 mg/m³, aber über denen aus Israel und Ontario liegt (9, 45). Die höchste Isoflurankonzentration in der vorliegenden Studie wurde seitlich der Narkosegasmasken (28,1 mg/m³) gemessen, was vermuten lässt, dass die Maske bei einigen Ferkeln

unvollständig am Rüssel abschließt. Auch Säre et al. (47) zeigten, dass nicht passende Narkosegasmasken zu einer erhöhten Kontamination der Umgebungsluft mit Isofluran führen. Um die Sicherheit am Arbeitsplatz zu erhöhen, sollte eine gute Be- und Entlüftung der Räume mit natürlicher Querlüftung oder einer künstlichen Belüftung mit 3- bis 5-facher Luftwechselrate pro Stunde gewährleistet sein (45, 46). Außerdem empfiehlt es sich, die Geräte regelmäßig überprüfen zu lassen, um schmutziges oder defektes Material zu ersetzen (9).

Mikrobiologische Untersuchungen

Die mikrobiologischen Untersuchungen der verwendeten Narkosemasken ergaben erwartungsgemäß, dass diese durch die Rüssel der Ferkel kontaminiert wurden. Daraus resultiert potenziell das Risiko einer unerwünschten Keimübertragung (z. B. resistente Bakterien, Infektionserreger) von Tier zu Tier. Da davon ausgegangen werden kann, dass Erregerübertragungen ohnehin innerhalb von Tiergruppen stattfinden, die direkten Kontakt miteinander haben oder sich im gleichen Stallraum befinden (48, 49), erschien es auch aufgrund des erheblichen Aufwands praktikabler, die Masken nicht nach jedem narkotisierten Tier, sondern nach jeweils einem kompletten Durchgang (bis zu 217 kastrierte Ferkel) zu reinigen und zu desinfizieren. Diese Vorgehensweise könnte in der Praxis dazu geeignet sein, Infektionsketten zwischen verschiedenen Tiergruppen zu unterbrechen. Die hier vorgestellten ersten Ergebnisse des Reinigungs- und Desinfektionserfolgs sind aufgrund der Datenlage rein deskriptiver Natur. Unterschiede in Keimzahlen und Häufigkeitsnachweisen der Indikatorkeime vor und nach Reinigung und Desinfektion fallen jedoch deutlich aus und zeigen, dass die durchgeführten Maßnahmen nachfolgend anästhesierte Ferkelgruppen wirksam gegen Infektionserreger schützen könnten. Eine signifikante Reduktion von Keimen durch Maskenhygiene zwischen der Anwendung bei verschiedenen Ferkelgruppen wäre im Sinne der Infektionskettenunterbrechung eine zielführende Präventionsmaßnahme. Daher sollen in weiteren Untersuchungen und durch Einbeziehung weiterer stallspezifischer Mikroorganismen Empfehlungen über geeignete

Zeitpunkte und Formen der Reinigung und Desinfektion sowie über die Art der Lagerung von Narkosegasmasken im Stallbereich abgeleitet werden.

Fazit für die Praxis

Nach den Ergebnissen der Studie reagieren 94,3% der Saugferkel nach der Einleitungszeit bzw. 95,3% der Ferkel mit vorheriger Testung des Zwischenklauenreflexes und ggf. Verlängerung der Narkosegaszufuhr mit keiner bzw. einer geringgradigen Abwehrbewegung während der Kastration unter automatisierter Isoflurannarkose. Die Narkosezwischenfälle fielen mit einem Anteil von 0,9% der Tiere sehr gering aus und es traten keine Ferkelverluste auf, sodass die Methode für die Ferkel bei korrekter Durchführung mit einem nur geringen Risiko verbunden ist. Die gemessenen Isoflurankonzentrationen in der Atemluft der beteiligten Personen unterschritten den international niedrigsten Grenzwert von 15 mg/m³. In den Aufwachkisten und an den Narkosemasken lagen die Isoflurankonzentrationen mit 16,0 mg/m³ bzw. 28,1 mg/m³ oberhalb dieses Grenzwerts. Um einer Keimübertragung über Narkosemasken vorzubeugen, sollten diese nach der Anwendung bei einer Tiergruppe gereinigt und desinfiziert werden.

Interessenkonflikt

Die Autoren bestätigen, dass kein Interessenkonflikt besteht.

Danksagung

Die Autoren danken den Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern des Ausbildungs- und Versuchszentrums für Schweinehaltung in Schwarzenau für ihre großartige Unterstützung während der Projektstage.

Literatur

- [1] Deutscher Bundestag. Fristverlängerung bei Ferkelkastration. In: Parlamentsnachrichten (hib 911/2018)
- [2] Waldmann KH, Potschka H, Lahrmann KH et al. Saugferkelkastration unter Lokalanästhesie? Dtsch Tierärztebl 2018; 9: 1218–1226
- [3] Erhardt W, Henke J, Tacke S et al. Allgemeinanästhetika. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J Baumgartner C, Tacke S, Hrsg. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. 2. Aufl. Stuttgart: Schattauer; 2012: 17–110
- [4] Löscher W. Pharmaka mit Wirkung auf das Zentralnervensystem. In: Löscher W, Richter A, Potschka H, Hrsg. Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren. Begründet von Löscher W, Ungemach FR und Kroker R. 9. Aufl. Stuttgart: Enke; 2014: 93–165
- [5] Bonneau M, Weiler U. Pros and cons of alternatives to piglet castration: Welfare, boar taint, and other meat quality traits. *Animals* 2019; 9: 884
- [6] Zhang Y, Eger EI, Dutton RC et al. Inhaled anesthetics have hyperalgesic effects at 0.1 minimum alveolar anesthetic concentration. *Anesth Analg* 2000; 91: 462–466
- [7] Schulz C, Ritzmann M, Palzer A et al. Auswirkung einer Isofluran-Inhalationsnarkose auf den postoperativen Kastrationsschmerz von Ferkeln. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* 2007; 120: 177–182. doi:10.2376/0005-9366-120-177
- [8] Baldinger L, Traulsen I, Weißmann F et al. Vergleich der Injektions- und Inhalationsnarkose zur Kastration von ökologisch aufgezogenen Ferkeln hinsichtlich Verhalten und Wachstum. *Appl Agric Forestry Res* 2017; 67: 71–78. doi:10.3220/LBF1498560866000
- [9] Enz A, Schüpbach-Regula G, Bettschart R et al. Erfahrungen zur Schmerzausschaltung bei der Ferkelkastration in der Schweiz, Teil 1: Inhalationsanästhesie. *Schweiz Arch Tierheilk* 2013; 155: 651–659

- [10] Schwennen C, Kolbaum N, Waldmann KH et al. Evaluation of the anaesthetic depth during piglet castration under an automated isoflurane-anaesthesia at farm level. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* 2016; 129: 40–47. doi:10.2376/0005-9366-129-40
- [11] Steigmann M. Evaluierung der Schmerzausschaltung bei der Kastration männlicher Ferkel unter automatisierter Isoflurannarkose [Dissertation]. Hannover: Tierärztliche Hochschule Hannover; 2013
- [12] Vitali M, Santacrose E, Correa F et al. On-Farm Welfare Assessment Protocol for Suckling Piglets: A Pilot Study. *Animals* 2020; 10: 1016
- [13] Wenger S, Jäggin N, Doherr M et al. Halothane anaesthesia for piglet castration: field study to evaluate costs and benefits. *Tierärztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere* 2002; 30: 164–170
- [14] Heinritzi K. Anästhesie. In: Heinritzi K, Gindele HR, Reiner G, Schnurrbusch U, Hrsg. *Schweinekrankheiten*. Stuttgart: Ulmer; 2006: 48–50
- [15] Hodgson DS. An inhaler device using liquid injection of isoflurane for short term anesthesia in piglets. *Vet Anaesth Analg* 2006; 33: 207–213. doi:10.1111/j.1467-2995.2005.00258.x
- [16] Uystepuyst C, Coghe J, Dorts T et al. Effect of three resuscitation procedures on respiratory and metabolic adaptation to extra uterine life in newborn calves. *Vet J* 2002; 163: 30–44
- [17] Zankl A. Untersuchungen zur Wirksamkeit und Gewebeerträglichkeit von Lokalanästhetika bei der Kastration männlicher Saugferkel [Dissertation]. München: Ludwig-Maximilians-Universität München; 2007
- [18] Ausschuss für Gefahrstoffe. TRGS 900. Technische Regeln für Gefahrstoffe, Arbeitsplatzgrenzwerte 2006
- [19] Friese A, Schulz J, Hoehle L et al. Occurrence of MRSA in air and housing environment of pig barns. *Vet Microbiol* 2012; 158: 129–135

- [20] Ahmed MFE, Ramadan H, Seinige D et al. Occurrence of extended-spectrum beta-lactamase-producing Enterobacteriaceae, microbial loads, and endotoxin levels in dust from laying hen houses in Egypt. *BMC Vet Res* 2020; 16: 1–9
- [21] Taylor AA, Weary DM. Vocal responses of piglets to castration: identifying procedural sources of pain. *Appl Anim Behav Sci* 2000; 70: 17–26
- [22] Weary DM, Braithwaite LA, Fraser D. Vocal response to pain in piglets. *Appl Anim Behav Sci* 1998; 56: 161–172
- [23] Kupper T, Spring P. Alternative Methoden zur konventionelle Ferkelkastration ohne Schmerzausschaltung – Projekt ProSchwein: Synthesebericht. Zollikofen: Schweizerische Hochschule für Landwirtschaft 2008
- [24] Rintisch U, Baars J, Lahrmann K-H. Evaluation of perioperative analgesia by nociceptive flexor reflex in pigs under ketamine-azaperone-general anaesthesia. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* 2012; 125: 96–102
- [25] Boschert K, Flecknell PA, Fosse RT et al. Ketamine and its use in the pig. Recommendations of the Consensus meeting on Ketamine Anaesthesia in Pigs, Bergen 1994. Ketamine Consensus Working Group. *Lab Anim* 1996; 30: 209–219. doi:10.1258/002367796780684863
- [26] Engelhardt K, Werner C. Narkose – Inhalations- und Injektionsanästhetika. In: Aktories K, Förstermann U, Hofmann F, Starke K, Hrsg. *Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie*. 11. Aufl. München: Elsevier Urban und Fischer; 2013: 241–260
- [27] Lahrmann KH. Klinisch-experimentelle Untersuchungen zur Ketamin/Azaperon-Allgemeinanästhesie bei Schweinen. *Prakt Tierarzt* 2006; 87: 713–725

- [28] Lahrmann KH, Kmiec M, Stecher S. Die Saugferkelkastration mit der Ketamin/Azaperon-Allgemeinanästhesie: tierschutzkonform, praktikabel, aber wirtschaftlich? *Prakt Tierarzt* 2006; 87: 802–809
- [29] Berchtold S. Optimierung der Injektionsanästhesie für die Ferkelkastration [Dissertation]. Zürich: Universität Zürich; 2015
- [30] Enz A, Schüpbach-Regula G, Bettschart R et al. Erfahrungen zur Schmerzausschaltung bei der Ferkelkastration in der Schweiz. Teil 2: Injektionsanästhesie. *Schweiz Arch Tierheilk* 2013; 155: 661–668
- [31] Schmidt T, König A, Von Borell E. Impact of general injection anaesthesia and analgesia on post-castration behaviour and teat order of piglets. *Animal* 2012; 6: 1998–2002
- [32] Hoppe M. Evaluation der Schmerzausschaltung bei der Kastration männlicher Saugferkel unter CO₂-Betäubung [Dissertation]. Hannover: Tierärztliche Hochschule Hannover; 2011
- [33] Schönreiter S, Lohmüller V, Huber H et al. Effects of CO₂/O₂-anaesthesia on behaviour, β -endorphin- and cortisol concentrations of male piglets after castration. *KTBL-Schr* 2000; 391: 137–145
- [34] Mühlbauer IC, Otten W, Lüpping W et al. Untersuchung zur CO₂-Narkose als eine Alternative zur betäubungslosen Kastration von Saugferkeln. *Prakt Tierarzt* 2009; 90: 460–464
- [35] Eger EI 2nd, Johnson BH, Weiskopf RB et al. Minimum alveolar concentration of I-653 and isoflurane in pigs: definition of a supramaximal stimulus. *Anesth Analg* 1988; 67: 1174–1176
- [36] Walker B, Jäggin N, Doherr M et al. Inhalation anaesthesia for castration of newborn piglets: experiences with isoflurane and isoflurane/N₂O. *J Vet Med A* 2004; 51: 150–154
- [37] Hug PJ, Cap VH, Honegger J et al. Optimization of analgesia for piglet castration under isoflurane anaesthesia with parenteral butorphanol, meloxicam or intratesticular lidocaine. *Schweiz Arch Tierheilk* 2018; 160: 461–467. doi:10.17236/sat00169

- [38] Hodgson DS. Comparison of isoflurane and sevoflurane for short-term anesthesia in piglets. *Vet Anaesth Analg* 2007; 34: 117–124. doi:10.1111/j.1467-2995.2006.00309.x
- [39] Schulz C. Auswirkung einer Isofluran-Inhalationsnarkose auf den Kastrationsstress und die postoperativen Kastrationsschmerzen von Ferkeln [Dissertation]. München: Ludwig-Maximilians-Universität München; 2007
- [40] Burren C, Jäggin N. Beurteilung der Inhalationsanästhesie zur Schmerzausschaltung bei der chirurgischen Kastration von Ferkeln, Ergänzende Feldversuche. *Zollikofen: Schweizerische Hochschule für Landwirtschaft* 2008; 9: 2011
- [41] Übel N, Zöls S, Otten W et al. Auswirkungen der zeitgleichen Durchführung zootechnischer Eingriffe an Saugferkeln. *Tierärztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere* 2015; 43: 359–366
- [42] Schulz C, Ritzmann M, Palzer A et al. Verlauf der Noradrenalin- und Adrenalin-Konzentrationen vor und nach der Kastration von Saugferkeln mit und ohne Isofluran-Narkose. *Dtsch Tierärztl Wochenschr* 2007; 114: 454–459
- [43] Löscher W. Pharmaka mit Wirkung auf das autonome (vegetative) Nervensystem. In: Löscher W, Richter A, Potschka H, Hrsg. *Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren*. Begründet von Löscher W, Ungemach FR und Kroker R. 9. Aufl. Stuttgart: Enke; 2014: 71
- [44] Starke K. Grundlagen der Pharmakologie des Nervensystems. In: Aktories K, Förstermann U, Hofmann F, Starke K, Hrsg. *Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie*. 11. Aufl. München: Elsevier Urban und Fischer; 2013: 27
- [45] Institut für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung. Isofluran. *GESTIS-Stoffdatenbank* 2020
- [46] Koller M, Käslin E. Anwendung von Isofluran bei der Kastration von Ferkeln. *Schweizerische Unfallversicherung*, 2018

-
- [47] Säre H, Ambrisko TD, Moens Y. Occupational exposure to isoflurane during anaesthesia induction with standard and scavenging double masks in dogs, pigs and ponies. *Lab Anim* 2011; 45: 191–195. doi:10.1258/la.2011.010128
- [48] Maes D, Verdonck M, Deluyker H et al. Enzootic pneumonia in pigs. *Vet Q* 1996; 18: 104–109
- [49] Marois C, Le Carrou J, Kobisch M et al. Isolation of *Mycoplasma hyopneumoniae* from different sampling sites in experimentally infected and contact SPF piglets. *Vet Microbiol* 2007; 120: 96–104

V. ERWEITERTE ERGEBNISSE

1. In die Auswertung einbezogene Tiere

Insgesamt gingen 2764 unter Isoflurannarkose kastrierte Ferkel aus 16 DG in 2 Betrieben in die Auswertung ein. Die Narkosen wurden mit den Geräten PorcAnest und PigNap durchgeführt. Zusammengefasst waren die Ferkel am Tag der Kastration durchschnittlich $2,0 \pm 0,5$ kg schwer und $4,2 \pm 1,3$ Tage alt. Der Gesundheitsscore betrug im Mittel $0,6 \pm 0,7$ (Abbildung 3, Tabelle 4).

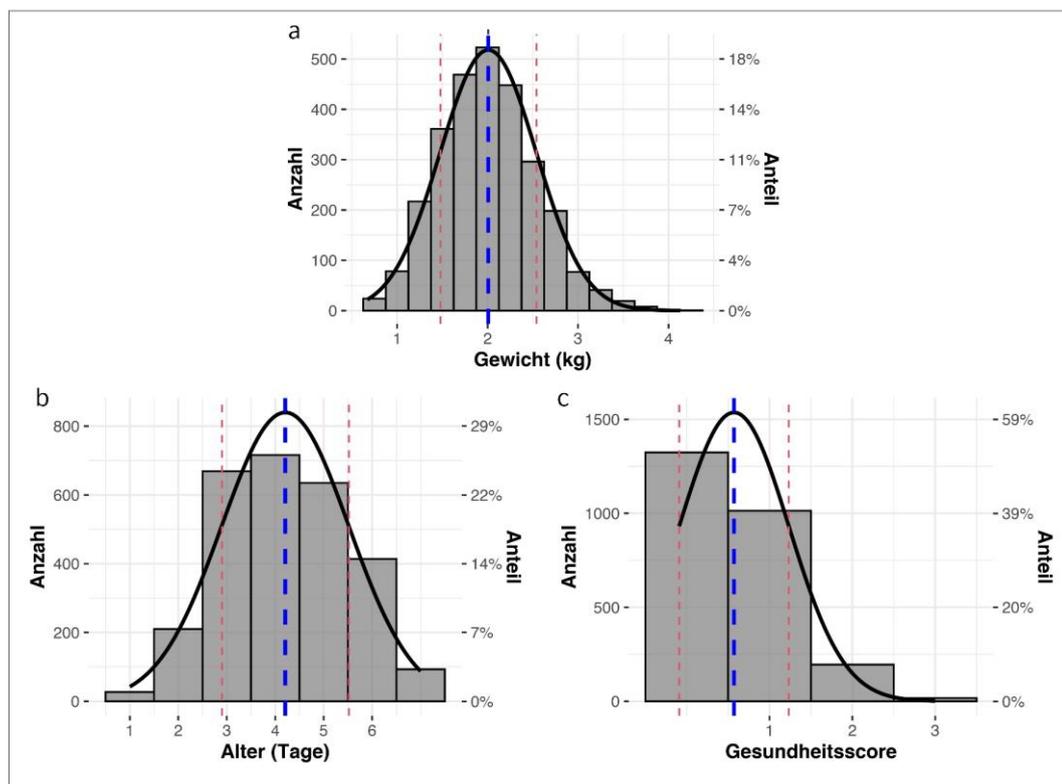


Abbildung 3: Verteilung der in die Auswertung eingeschlossenen Tiere (Anzahl und Anteil): Körpergewicht in kg (a), Lebensalter in Tagen (b) und Gesundheitsscore (0 = keine klinischen Auffälligkeiten; 1 = 1 klinische Auffälligkeit; 2 = 2 klinische Auffälligkeiten; 3 = ≥ 3 klinische Auffälligkeiten) (c); blau gestrichelte Linie: Mittelwert; rot gestrichelte Linie: Standardabweichung; schwarze Linie: Normalverteilungskurve.

1.1. Betrieb 1

Der Gesundheitsscore der Ferkel aller DG in Betrieb 1 betrug im Mittel $0,5 \pm 0,6$. Von 1402 klinisch untersuchten Ferkeln zeigten 25,0 % Hautabschürfungen an den Gelenken, 2,7 % der Ferkel Verletzungen an Maulspalte oder Gliedmaßen und 1,7 % der Ferkel wiesen Sohlenballengeschwüre auf. Weitere Befunde waren Durchfall (15,8 %), Nabelentzündungen (0,9 %) und ein reduzierter Ernährungszustand (4,7 %).

1.2. Betrieb 2

Der Gesundheitsscore aller in Betrieb 2 kastrierter Ferkel lag im Mittel bei $0,6 \pm 0,7$. Die klinische Untersuchung der 1148 Ferkel ergab bei 37,5 % der Ferkel Hautabschürfungen an den Gelenken und bei 4,5 % der Tiere Verletzungen, die v. a. die Maulspalte betrafen. Ein reduzierter Ernährungszustand wurde bei 7,2 % der Ferkel, Durchfall bei 5,8 % der Tiere und eine Nabelentzündung bei 2,1 % der Ferkel diagnostiziert.

Tabelle 4 beschreibt das mittlere Gewicht, Alter sowie den Gesundheitsscore der Ferkel am Tag der Kastration in Betrieb 1 und 2 mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap.

Tabelle 4: Anzahl (n) der kastrierten Saugferkel in Betrieb 1 und 2 mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap sowie die jeweiligen Körpergewichte in kg, Alter in Lebenstagen und Gesundheitsscore.

Gerät	Betrieb	Anzahl (n) der Ferkel	Gewicht	Alter	Gesundheits-score
			MW \pm SD	MW \pm SD	MW \pm SD
PorcAnest	1*	955	$2,0 \pm 0,5$	$4,0 \pm 1,2$	$0,5 \pm 0,7^{**}$
	2	649	$2,1 \pm 0,6$	$5,0 \pm 1,3$	$0,6 \pm 0,7$
PigNap	1	661	$1,9 \pm 0,5$	$3,7 \pm 1,2$	$0,6 \pm 0,6$
	2	499	$2,0 \pm 0,6$	$4,3 \pm 1,2$	$0,6 \pm 0,7$
gesamt		2764	$2,0 \pm 0,5$	$4,2 \pm 1,3$	$0,6 \pm 0,7^{***}$

*Daten aus Publikation; **n = 741; ***n = 2550

2. Reaktion während der Kastration

2.1. Einfluss auf die Narkosetiefe

Das Körpergewicht der Ferkel am Tag der Kastration beeinflusste den Abwehrscore > 1 der Ferkel während der Kastration signifikant ($p < 0,001$). Ebenso beeinflusste der Betrieb den Abwehrscore > 1 der Ferkel während der Kastration signifikant ($p = 0,025$). Die Parameter Alter, Position am Gerät und Haltung beeinflussten das Auftreten von Abwehrbewegungen bei der Kastration nicht signifikant ($p > 0,05$) (Abbildung 4).

Der Gesundheitsscore und das Narkosegerät beeinflussten den Abwehrscore > 1 der Ferkel nicht signifikant ($p > 0,05$). Es wurde ein möglicher Zusammenhang zwischen der mittleren Umgebungstemperatur in jedem DG in beiden Betrieben mit den 2 Narkosegeräten und dem Abwehrscore bei der Kastration mittels Korrelation nach Spearman untersucht. Dabei ergab sich keine Assoziation zwischen der Umgebungstemperatur und dem Abwehrscore ($p > 0,05$).

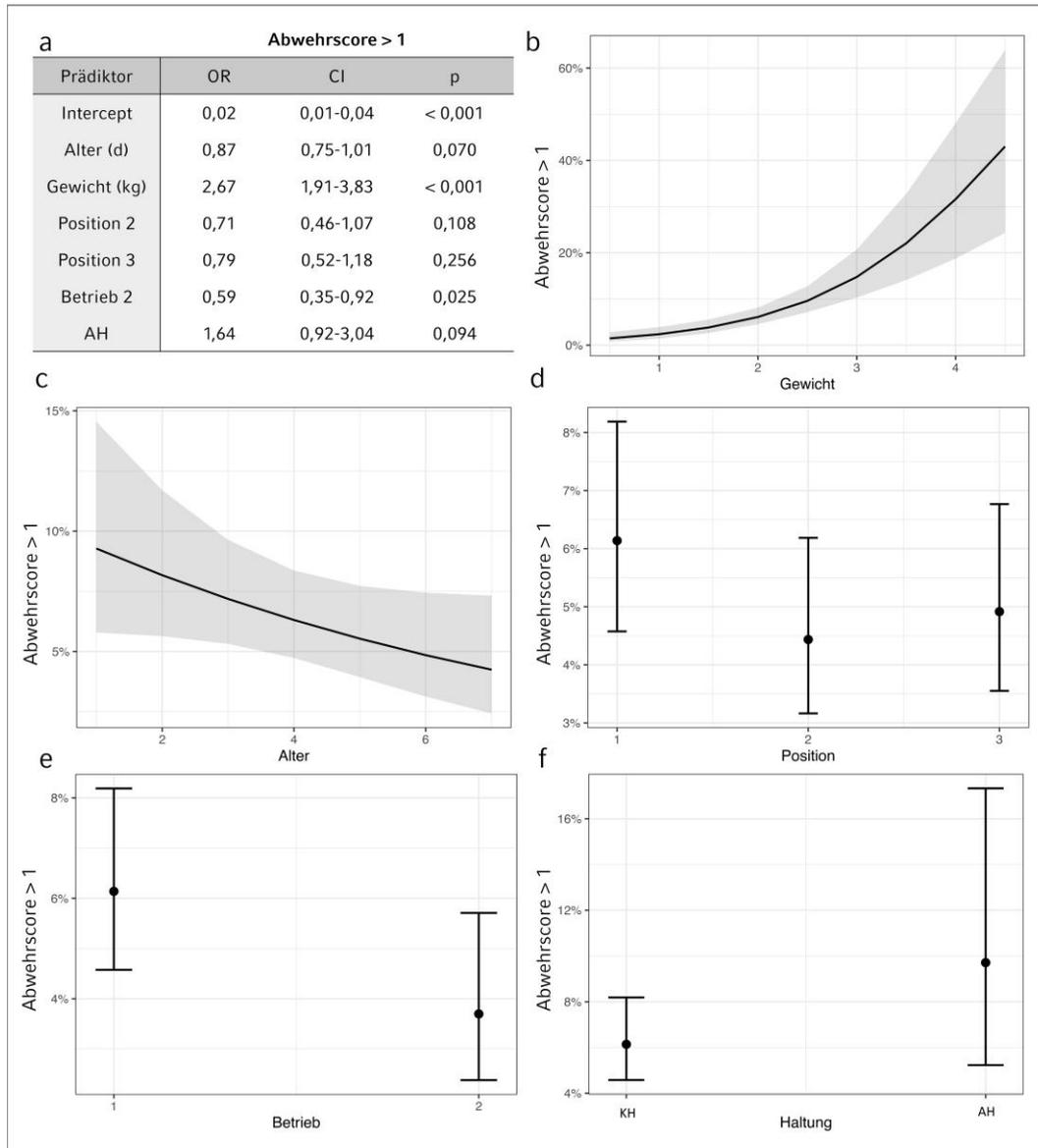


Abbildung 4: Koeffizienten des gemischten linearen logistischen Modells: Alter, Gewicht, Position im Narkosegerät, Betrieb und Haltung (AH: alternative Haltung) mit Odds Ratio (OR), Konfidenzintervall (CI) und Signifikanz (p) (a) sowie geplottete Vorhersagen des Einflusses der Parameter Gewicht in kg (b), Alter in Tagen (c), Position im Narkosegerät (d), Betrieb (e) und Haltung (f) auf den Anteil der Tiere (%) mit einem Abwehrscore > 1 bei der Kastration.

2.2. PorcAnest

In Betrieb 1 und 2 wurde in DG 4-8 während der Narkose mit dem Gerät PorcAnest bei 1009 Ferkeln erst der ZKR überprüft, die Narkose gegebenenfalls verlängert und dann kastriert. Bei 17,9 % der Tiere (181/1009) war der ZKR nach der Einleitungszeit auslösbar. Von diesen 181 Tieren wiesen 13 Ferkel (7,2 %) den Abwehrscore > 1 auf. Entsprechend war der ZKR bei 82,1 % der Ferkel (828/1009) nach der Einleitung nicht auslösbar. Von diesen 828 Tieren erhielten 27 Ferkel (3,3 %) den Abwehrscore > 1 während der Kastration.

Der Abwehrscore der Ferkel nach einem negativen bzw. positiven ZKR in Betrieb 1 und 2 mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap ist in Tabelle 5 dargestellt.

Tabelle 5: Anzahl (n) und Anteil (%) der Ferkel mit einem negativen (-) bzw. positiven (+) Zwischenklauenreflex (ZKR) nach der Einleitungszeit und dem Abwehrscore (0-4) der Ferkel bei der Kastration in Betrieb 1 und 2 mit den Narkosegeräten PorcAnest (PA) und PigNap (PN) in den Durchgängen (DG) 4-16.

Gerät	Betrieb	DG	gesamt n (%)	ZKR (-/+)	n (%)	Abwehrscore n (%)				
						0	1	2	3	4
PA	1	4-5*	360 (100)	-	304 (84,4)	283 (93,1)	10 (3,3)	3 (1,0)	4 (1,3)	4 (1,3)
				+	56 (15,6)	45 (80,4)	5 (8,9)	0 (0)	1 (1,8)	5 (8,9)
	2	9-13	649 (100)	-	524 (80,7)	484 (92,4)	24 (4,6)	4 (0,8)	6 (1,1)	6 (1,1)
				+	125 (19,3)	114 (91,2)	4 (3,2)	0 (0)	2 (1,6)	5 (4,0)
PN	1	6-8	661 (100)	-	556 (84,1)	478 (86,0)	41 (7,4)	12 (2,2)	11 (2,0)	14 (2,5)
				+	105 (15,9)	97 (92,4)	4 (3,8)	3 (2,9)	0 (0)	1 (1,0)
	2	14-16	499 (100)	-	428 (85,8)	389 (90,9)	22 (5,1)	5 (1,2)	3 (0,7)	9 (2,1)
				+	71 (14,2)	60 (84,5)	4 (5,6)	0 (0)	4 (5,6)	3 (4,2)

*Daten aus Publikation

Unabhängig vom ZKR und der Narkoselänge erhielten 95,4 % der mit dem PorcAnest narkotisierten Tiere (1530/1604) den Abwehrscore 0 oder 1 während der Kastration (Tabelle 6).

Tabelle 6: Anzahl (n) und Anteil (%) der Ferkel mit einem Abwehrscore (0-4) bei der Kastration mit dem Narkosegerät PorcAnest in Betrieb 1 sowie der konventionellen Haltung (KH) und der alternativen Haltung (AH) in Betrieb 2.

Betrieb	gesamt n (%)	n (%) Abwehrscore bei Kastration					
		0	1	2	3	4	
1*	955 (100)	866 (90,7)	38 (4,0)	18 (1,9)	12 (1,3)	21 (2,2)	
2	KH	447 (100)	406 (90,8)	24 (5,4)	4 (0,9)	7 (1,6)	6 (1,3)
	AH	202 (100)	192 (95,0)	4 (2,0)	0 (0,0)	1 (0,5)	5 (2,5)
gesamt	1604 (100)	1464 (91,3)	66 (4,1)	22 (1,4)	20 (1,2)	32 (2,0)	

*Daten aus Publikation

2.2.1. Betrieb 1

Die Ergebnisse des ZKRs nach der Einleitungszeit und die Ergebnisse der Reaktion während der Kastration in Betrieb 1 sind im Abschnitt „publizierte Studienergebnisse“ dargestellt.

2.2.2. Betrieb 2

Unabhängig davon, ob die Narkose verlängert wurde, erhielten in der KH 96,2 % der Ferkel (430/447) den Abwehrscore 0 oder 1 während der Kastration. In der AH wiesen 97,0 % der Tiere (196/202) den Score 0 oder 1 während der Kastration auf. Insgesamt erhielten in Betrieb 2 nach der Verwendung des Narkosegerätes PorcAnest, unabhängig von der Dauer der Einleitung, 96,5 % der Ferkel (626/649) den Score 0 oder 1 während der Kastration.

2.3. PigNap

In Betrieb 1 und 2 wurde bei 1160 Ferkeln während der Narkose mit dem PigNap der ZKR überprüft und die Ferkel nach gegebenenfalls verlängerter Narkose kastriert. Nach der Einleitungszeit von 70 Sekunden war der ZKR bei 15,2 % (176/1160) der Ferkel auslösbar. Von diesen 176 Tieren erhielten 11 Ferkel (6,3 %) den Abwehrescore > 1 bei der Kastration. Der ZKR war bei 84,8 % der Ferkel (984/1160) nach der Einleitungszeit nicht auslösbar. Von diesen 984 Ferkeln wurden 54 Tiere (5,5 %) mit dem Abwehrescore > 1 bei der Kastration bewertet. Unabhängig davon, ob die Narkosezufuhr aufgrund eines positiven Reflexes um 30 Sekunden verlängert wurde, erhielten 94,4 % der Ferkel (1095/1160) den Score 0 oder 1 bei der Kastration (Tabelle 7).

Tabelle 7: Anzahl (n) und Anteil (%) der Ferkel mit einem Abwehrescore (0-4) bei der Kastration mit dem Narkosegerät PigNap in Betrieb 1 sowie der konventionellen Haltung (KH) und der alternativen Haltung (AH) in Betrieb 2.

Betrieb	gesamt n (%)	n (%) Abwehrescore bei Kastration				
		0	1	2	3	4
1	661 (100)	575 (87,0)	45 (6,8)	15 (2,3)	11 (1,7)	15 (2,3)
2	KH 310 (100)	289 (93,2)	13 (4,2)	3 (1,0)	2 (0,6)	3 (1,0)
	AH 189 (100)	160 (84,7)	13 (6,9)	2 (1,1)	5 (2,6)	9 (4,8)
gesamt	1160 (100)	1024 (88,3)	71 (6,1)	30 (2,6)	18 (1,6)	27 (2,3)

2.3.1. Betrieb 1

In Betrieb 1 wurde bei 661 Ferkeln der ZKR überprüft und die Ferkel kastriert. Nach der Einleitungszeit und eventuell verlängerter Narkose wurden 93,8 % der Saugferkel (620/661) während der Kastration mit dem Abwehrescore 0 oder 1 bewertet.

2.3.2. Betrieb 2

Bei der Kastration der Ferkel in Betrieb 2 wurden in der KH, unabhängig von der Dauer der Einleitungszeit, 97,4 % der Tiere (302/310) mit dem Abwehrscore 0 oder 1 bewertet. In der AH erhielten 91,6 % der Ferkel (173/189) bei der Kastration nach eventueller Verlängerung der Narkose den Abwehrscore 0 oder 1. Insgesamt wiesen in Betrieb 2 von 499 kastrierten Ferkeln 95,2 % (475/499) den Abwehrscore 0 oder 1 bei der Kastration auf.

3. Narkosezwischenfälle und Verluste

Von 2764 narkotisierten und kastrierten Saugferkeln trat bei insgesamt 19 Ferkeln (0,7 %) ein Narkosezwischenfall auf. Davon wiesen 12 Tiere eine Apnoe auf, 4 Ferkel erlitten einen Herz-Kreislaufstillstand und bei 3 Tieren traten andere Auffälligkeiten auf. In Betrieb 1 und 2 traten keine narkosebedingten Ferkelverluste auf.

3.1. PorcAnest

In DG 2-4 betragen die Verluste der männlichen Saugferkel von der Kastration bis zum Absetzen 4,1 % (8/195). Im Vergleichszeitraum im Jahr zuvor betrug die Verlustrate der betäubungslos kastrierten männlichen Saugferkel 3,8 % (12/317). Die weiteren Ergebnisse aus Betrieb 1 sind im Abschnitt „publizierte Studienergebnisse“ dargestellt.

In Betrieb 2 kam es während oder kurz nach der Narkose mit dem Narkosegerät PorcAnest von 649 Ferkeln bei 1,1 % der Tiere (7/649) zu einem Narkosezwischenfall (Apnoe: n = 4, Herz-Kreislaufstillstand: n = 2, tonischer Krampf: n = 1). Nach sofortiger Einleitung der genannten Maßnahmen traten keine narkosebedingten Verluste auf.

In Betrieb 1 und 2 traten nach einer Verlängerung der Narkose um 30 Sekunden signifikant ($p \leq 0,05$) mehr Narkosezwischenfälle auf. Das Risiko, dass ein Narkosezwischenfall auftrat, steigt bei einer Verlängerung der Narkose um 30 Sekunden um den Faktor 2,3. Innerhalb von 24 Stunden nach der Kastration verendeten 7 von 649 männlichen Ferkeln durch Erdrücken durch die Muttersau.

3.2. PigNap

In Betrieb 1 traten während und nach der Narkose mit dem Gerät PigNap von 661 Saugferkeln weder Narkosezwischenfälle noch Verluste auf. Innerhalb von 24 Stunden wurden keine narkosebedingten Verluste verzeichnet. In Betrieb 2 traten bei 0,6 % der narkotisierten Saugferkel (3/499) ein Narkosezwischenfall auf (Apnoe: n = 1; Schnappatmung: n = 1; Opisthotonus nach Narkose: n = 1). Das Ferkel mit einer Apnoe wurde geschwenkt und ein Kaltwasserguss angewendet, bis die Atmung wiedereinsetzte. Die Ferkel mit Schnappatmung oder Opisthotonus wurden engmaschig überwacht und nachdem keine Auffälligkeiten mehr festgestellt wurden, zu den Wurfgeschwistern zurückgesetzt. Ferkelverluste während oder unmittelbar nach der Narkose traten nicht auf.

In Betrieb 1 und 2 beeinflusste eine Verlängerung der Narkosegaszufuhr um 30 Sekunden tendenziell die Häufigkeit des Auftretens von Narkosezwischenfällen ($p = 0,062$). Innerhalb von 24 Stunden nach der Kastration verendeten 4 von 499 männlichen Ferkeln durch Erdrücken durch die Muttersau.

4. Aufwachphase

Die Ergebnisse der Aufwachphase in Betrieb 1 nach der Narkose mit dem Gerät PorcAnest sind im Abschnitt „publizierte Studienergebnisse“ erläutert. In Betrieb 1 wurde die Dauer der Aufwachphase von 580 Ferkeln nach der Narkose mit dem Narkosegerät PigNap erhoben. Ferkel, deren gesamte Aufwachphase gefilmt wurde, erreichten im Mittel nach $3,0 \pm 2,0$ Minuten (n = 69) die Brustlage und waren nach durchschnittlich $4,1 \pm 2,1$ Minuten (n = 144) stehfähig (Abbildung 5).

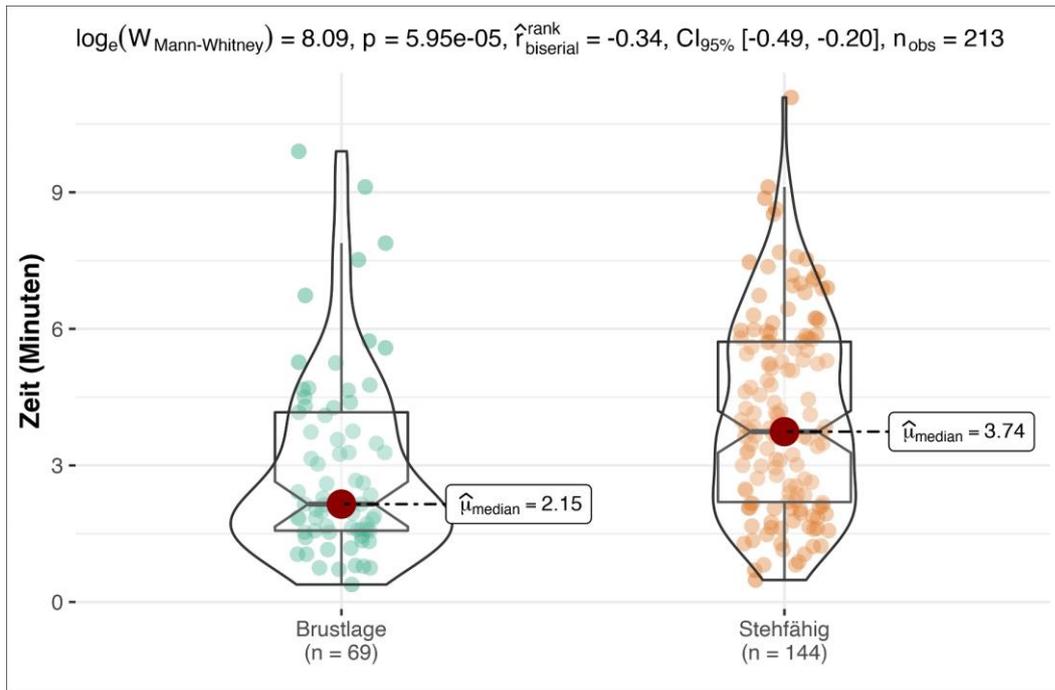


Abbildung 5: Dauer der Aufwachphase in Minuten bis zum Erreichen der Brustlage und Stehfähigkeit in Betrieb 1 mit dem Narkosegerät PigNap. Dargestellt ist die Anzahl (n) der Ferkel, p-Wert (p), Konfidenzintervall (CI) der Effektstärke (r), Median (μ_{Median}) und Box-Plot in den DG 6-8.

Bei Videobeginn waren 17,8 % (103/580) und 21,0 % der Saugferkel (122/580) noch in Seiten- oder Brustlage. Bei Beginn der Videoaufzeichnung nach durchschnittlich $3,9 \pm 2,2$ Minuten waren 61,2 % der Ferkel (355/580) bereits stehfähig. Im Mittel endete die Aufzeichnung der Aufwachphase nach $6,7 \pm 2,3$ Minuten. Dabei befanden sich 5,3 % der Ferkel (31/580) noch nicht in Brustlage und 13,4 % der Tiere (78/580) waren noch nicht stehfähig.

5. Isoflurankonzentration

In Betrieb 1 und in Betrieb 2 mit der KH und AH wurden insgesamt 6 Isofluran-Messvorgänge durchgeführt. Während der Verwendung der Narkosegeräte PorcAnest und PigNap fanden jeweils 3 Messvorgänge statt. Ein Messvorgang umfasste die Erhebung der Isofluranexposition an 5 definierten Messpunkten. Die ermittelten Isoflurankonzentrationen in der Umgebungsluft lagen zwischen 1,7 mg/m³ und 99,7 mg/m³ (Tabelle 8).

Tabelle 8: Isoflurankonzentration in mg/m³ an den Messpunkten: Atemluft der kastrierenden Person (PK), Atemluft der Person, die die Ferkel transportierte (PT), Narkosegasmasken (M), Filter (F), Aufwachkiste der Ferkel (K). Gemessen in Betrieb 1 und der konventionellen Haltung (KH) und der alternativen Haltung (AH) in Betrieb 2 während der Ferkelkastration unter Isoflurannarkose mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap.

Narkosegerät	Betrieb	Anzahl der Ferkel (n)	Isoflurankonzentration in mg/m ³					
			PK	PT	M	F	K	
PorcAnest	1*	217	11,0	4,5	28,1	7,4	16,0	
	2	KH	7,3	4,4	20,5	3,5	99,7	
		AH	48	5,7	4,6	16,4	5,5	42,4
PigNap	1	257	3,8	3,0	49,5	1,7	32,7	
	2	KH	108	14,5	9,3	35,3	14,0	13,3
		AH	63	13,9	6,7	16,6	9,0	65,1

*Daten aus Publikation

VI. ERWEITERTE DISKUSSION

Nach Ablauf der Übergangsfrist am 1. Januar 2021 ist die betäubungslose Ferkelkastration endgültig unzulässig (DEUTSCHER BUNDESTAG, 2018). Mit Inkrafttreten der FerkBetSachkV im Januar 2020 und der Zulassung des Narkosegases "Isofluran Baxter vet 1000 mg/g" für Ferkel unter 8 Tage stellt die Kastration unter automatisierter Inhalationsnarkose eine mögliche Alternative zur betäubungslosen Ferkelkastration dar (BVL, 2018; WALDMANN et al., 2018; FerkBetSachkV, 2020). Ziel dieser Studie war es, die Isoflurannarkose bei der Saugferkelkastration in 2 Betrieben mit unterschiedlichen Narkosegeräten hinsichtlich des Vorkommens von Abwehrbewegungen, Ferkelverlusten, Aufwachphase und postoperativen Blutungen zu untersuchen. Des Weiteren wurde die Wundheilung beurteilt sowie die Exposition von Isofluran am Arbeitsplatz und die mikrobiologische Belastung der Narkosegasmasken ermittelt.

1. In die Auswertung einbezogene Tiere

In die Auswertung gingen 2764 kastrations- und narkosefähige männliche Saugferkel zwischen 1 und 7 Lebenstagen ein. Die routinemäßige Kastration ist, auch bei Anwendung der Isoflurannarkose durch eine sachkundige Person, nur bei unter 8 Tage alten Saugferkeln erlaubt (TierSchG, 2006; FerkBetSachkV, 2020). Mit dem mittleren Körpergewicht der Ferkel von $2,0 \pm 0,5$ kg und einem durchschnittlichen Alter von $4,2 \pm 1,3$ Tagen entsprachen die eingeschlossenen Tiere denen anderer Studien (STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN et al., 2016). VITALI et al. (2020) evaluierten Faktoren, die das Wohlbefinden von Ferkeln in der Säugeperiode betreffen und fügten die Parameter „qualitative behaviour assessment“, „behavioural measurement“ und „lesion and health measurement“ in einem Protokoll zusammen. In Anlehnung an die LHMs von VITALI et al. (2020) wurde ein Gesundheitsscore erstellt, der Läsionen der Haut, den Ernährungszustand, gastrointestinale und weitere klinische Auffälligkeiten einschloss. Ferkel mit Abweichungen der normalanatomischen Beschaffenheit und Tiere, die aufgrund ihres Gesundheitszustandes nicht narkosefähig waren, wurden nicht kastriert und aus der Auswertung ausgeschlossen. In der vorliegenden Studie

beeinflusste das Auftreten mehrerer klinischer Auffälligkeiten der Ferkel, also ein höherer Gesundheitsscore, die Abwehrbewegungen während der Kastration nicht. Hautläsionen an Gelenken und Maulspalte kamen bei 25,0 % (Betrieb 1) und 37,5 % (Betrieb 2) der Ferkel vor und waren übereinstimmend mit VITALI et al. (2020) die häufigsten klinischen Auffälligkeiten. Im ersten Betrieb wurde bei 15,8 % der Ferkel eine Durchfallsymptomatik festgestellt. Dieser Anteil ist mit 5,8 % in Betrieb 2 deutlich niedriger und ähnelt der Häufigkeit von Saugferkeldurchfällen in der Studie von VITALI et al. (2020). Im Gegensatz zu Ferkeln mit einem stark reduzierten Allgemeinbefinden wurden Tiere mit geringgradigen Läsionen der Haut und der Maulspalte, Verletzungen an den Klauen oder einer geringgradigen Durchfallsymptomatik mit einem Gesundheitsscore von 1 bis 3 Punkten bewertet, anschließend narkotisiert und kastriert. Da in der vorliegenden Studie keine Tiere mit einem hochgradig beeinträchtigten Allgemeinbefinden in die Auswertung eingeschlossen wurden, konnte nicht beurteilt werden, ob bei systemisch erkrankten Ferkeln die Narkosetiefe bei der Kastration beeinflusst wurde. Diese sollten jedoch HENKE et al. (2012) zufolge nicht für Routineeingriffe in Narkose gelegt werden und wurden daher in der vorliegenden Studie weder narkotisiert noch kastriert.

2. Reaktion während der Kastration

In der vorliegenden Studie wurde der Kastrationsschmerz der Saugferkel wie bereits in früheren Studien anhand von Abwehrbewegungen und Lautäußerungen beurteilt (BOSCHERT et al., 1996; WENGER et al., 2002; LAHRMANN, 2006; BURREN & JÄGGIN, 2008; KUPPER & SPRING, 2008; HOPPE, 2011; ENZ et al., 2013a; STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN et al., 2016). In Untersuchungen zur Schmerzbeurteilung bewährten sich bereits indirekte Methoden wie Verhaltensbeobachtungen und Messungen physiologischer Schmerzparameter (MOLONY & KENT, 1997; SNEDDON & GENTLE, 2000; MELLOR & STAFFORD, 2004; ISON et al., 2016). Methoden der Schmerzerkennung sollten demnach schmerzspezifisch, unabhängig vom Beobachter und für den klinischen Einsatz leicht durchführbar sein (MELLOR & STAFFORD, 2004; MEAGHER, 2009; ISON et al., 2016). Da die automatisierte Isoflurannarkose unter

Praxisbedingungen evaluiert wurde, konnten invasive Maßnahmen wie eine Blutentnahme nicht angewendet werden. Verfahren, die den betrieblichen Ablauf erheblich stören wie die Messung der Herzfrequenz und des Blutdrucks, konnten ebenfalls nicht berücksichtigt werden. Aus diesem Grund wurden der nicht invasive, leicht durchführbare ZKR zur Überprüfung des chirurgischen Toleranzstadiums und der Abwehrscore nach WENGER et al. (2002) für die Evaluierung der Schmerzen während der Kastration gewählt. Um eine Vergleichbarkeit der Ergebnisse sicherzustellen, wurden die Ferkel stets von derselben Person kastriert und die Reaktionen infolge des Kastrationsschmerzes mithilfe des genannten Scores klassifiziert. Beurteilt wurde das Auftreten von Abwehrbewegungen und Lautäußerungen während des gesamten Kastrationsvorganges. Dieser umfasst die schmerzhaften Schritte der Hautinzisionen, der Vorverlagerung und der Durchtrennung der Samenstränge. Aufgrund von Aspekten des Tierschutzes und gesetzlicher Vorgaben wurde den Ferkeln mindestens 30 Minuten vor der Kastration ein NSAID appliziert (SCHULZ et al., 2007b; FerkBetSachKV, 2020). Untersuchungen ergaben, dass Ferkel, denen vor der Kastration ein NSAID verabreicht wurde, einen geringeren postoperativen Anstieg der Kortisolkonzentrationen im Serum und weniger schmerzspezifisches Verhalten aufwiesen (ZÖLS et al., 2006; LANGHOFF et al., 2009; BARZ et al., 2010; KEITA et al., 2010). SCHULZ et al. (2007b) weisen darauf hin, dass eine präoperative Schmerzmittelgabe bei der Kastration unter Isoflurannarkose zwingend erfolgen muss, da das Narkosegas nur schwach analgetisch wirkt und in geringen Konzentrationen die Nozirezeptoren sogar reizt (ZHANG et al., 2000; ENGELHARDT & WERNER, 2013; LARSEN, 2018a).

In der vorliegenden Untersuchung wurden die Einflüsse von Gewicht, Alter und Gesundheitsscore der Ferkel sowie die Position im Narkosegerät auf den Abwehrscore der Ferkel und damit auf die Narkosetiefe bei der Kastration untersucht. Zudem wurde evaluiert, inwieweit das Narkosegerät, der Betrieb, die Haltung und die Umgebungstemperatur das Auftreten von Abwehrbewegungen beeinflusste. Das Körpergewicht der Ferkel beeinflusste den Abwehrscore > 1 signifikant ($p < 0,001$). Übereinstimmend mit SCHWENNEN et al. (2016) stieg bei schwereren

Ferkeln die Wahrscheinlichkeit einer Abwehrbewegung während der Kastration. Mögliche Gründe könnten die mangelhafte Fixierung großer Ferkel in den Halterungen und das unvollständige Umschließen der Narkosegasmasken um den Ferkelrüssel sein (STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN, 2015). Schwerere Ferkel benötigen Untersuchungen von HODGSON (2006) zufolge insgesamt eine größere Menge Isofluran (ml) für das Erreichen des chirurgischen Toleranzstadiums als leichtere Ferkel. Ein weiterer Grund könnte daher die fehlende individuelle Anpassung der Anflutungszeit und des Gasflows an das Gewicht der Ferkel sein (HODGSON, 2006; STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN, 2015). Möglicherweise können schwerere Ferkel den höheren Bedarf nicht mit einem größeren Atemzugvolumen kompensieren und benötigen eine längere Anflutungszeit als leichtere Ferkel. Das Alter der Ferkel sowie die Position im Narkosegerät beeinflussten das Auftreten von Abwehrbewegungen während der Kastration nicht signifikant.

Des Weiteren wurde in beiden Betrieben mit den 2 Narkosegeräten ein möglicher Zusammenhang zwischen der Umgebungstemperatur während der Durchgänge und dem Abwehrscore untersucht, da sich die Temperaturen in der konventionellen und alternativen Haltung in Betrieb 2 zum Teil stark unterschieden. Es wurde kein Einfluss der Umgebungstemperatur auf die Häufigkeit von Abwehrbewegungen festgestellt. Dennoch sollte bei Verwendung der Narkosegeräte bei Außentemperaturen um die 5 °C, wie bei den für die Studie verwendeten Geräten, eine Heizung am Verdampfer vorhanden sein (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a, 2020b). Der Grund dafür ist, dass die Umgebungstemperatur die Sättigungskonzentration von Isofluran im Luft-Gas-Gemisch beeinflusst (ERHARDT et al., 2012). Die Tatsache, dass die Umgebungstemperatur die Abwehrbewegungen nicht beeinflusste, könnte darin begründet sein, dass in einigen Durchgängen keine wetterbedingten Temperaturschwankungen zwischen den Halterungen auftraten. Ein weiterer Grund dafür könnte in der Nutzung desselben Gerätes in der meist 20 °C warmen konventionellen Haltung (eine epidemiologische Einheit) und erst dann in der witterungsabhängigen alternativen Haltung liegen. Das Narkosegerät und das Isofluran waren somit auf Zimmertemperatur vorgewärmt. Außerdem wurde stets nach

Herstellerangaben gewartet, bis das Gerät und der Verdampfer aufgeheizt und damit betriebsbereit waren. Dieser Vorgang dauerte in der alternativen Haltung bei niedrigen Außentemperaturen deutlich länger als im geschlossenen Stallgebäude. Die Ergebnisse zeigen, dass eine Verwendung dieser Geräte bei niedrigen Temperaturen möglich ist, solange die Geräte und das Narkosegas bei Raumtemperatur gelagert werden und eine Heizung am Narkosegerät installiert ist.

Ferner wurde der Einfluss unterschiedlicher Haltungsformen auf den Abwehrscore > 1 untersucht. Die Ergebnisse zeigen, dass kein Zusammenhang zwischen der Haltungsform und dem Auftreten von Abwehrbewegungen besteht. Numerisch zeigte sich bei der Verwendung des Narkosegerätes PigNap in Betrieb 2 in der konventionellen Haltung mit 97,4 % ein höherer Anteil an Tieren mit keiner oder nur einer kurzen Abwehrbewegung (Score 0 oder 1) als in der alternativen Haltung (91,6 %) desselben Betriebes. Dieser Unterschied war jedoch nicht signifikant.

Im Gegensatz zu der Haltung beeinflusste der Betrieb den Abwehrscore > 1 signifikant ($p = 0,025$). So reagierten in Betrieb 1 mehr Ferkel mit Abwehrbewegungen während der Kastration als in Betrieb 2. In der Studie von SCHWENNEN et al. (2016) wurde beschrieben, dass das Handling der Ferkel die Narkosetiefe und damit die Häufigkeit von Abwehrreaktionen bei den Ferkeln beeinflusste. Das Einlegen der Ferkel in die Narkosegeräte und der Transport in Kisten erfolgten in der vorliegenden Studie in beiden Betrieben durch dieselben Personen, jedoch bekamen die Ferkel in Betrieb 1 neben einem NSAID noch weitere Injektionen verabreicht. In Betrieb 2 erhielten die Ferkel hingegen keine weiteren Behandlungen. In einer Untersuchung von MÜCK (2017) zeigte sich, dass die Stressparameter Kortisol und Noradrenalin im Serum bei Ferkeln nach Injektionen wie Draxxin® 30 Minuten nach der Injektion anstiegen. Möglicherweise führten die zusätzlichen Injektionen in Betrieb 1 zu einer höheren Stressbelastung der Ferkel, die wiederum in eine geringere Narkosetiefe bei der Kastration resultierte. Da eine erhöhte Stressbelastung der Ferkel das Auftreten von Abwehrreaktionen bei der Kastration eventuell negativ beeinflusst, sollte am Tag der Kastration auf weitere Eingriffe beim Ferkel verzichtet werden. In Betrieb 1 und 2 werden außerdem unterschiedliche Zuchtlinien gehalten. Inwieweit die Genetik

einen Einfluss auf die Abwehrbewegungen bei der Kastration nehmen könnte, konnte nicht hinreichend untersucht werden.

In der Beschreibung der vorliegenden Ergebnisse wird der Anteil an Ferkeln, die mit dem Abwehrscore 0 (keine Reaktion) und dem Score 1 (eine kurze Reaktion einer Gliedmaße, keine Lautäußerung) bewertet wurden, häufig zusammengefasst. Ferkel, die mit dem Score 1 beurteilt wurden, waren bewusstlos und zeigten nur eine sehr kurze, nicht reproduzierbare Reaktion einer Gliedmaße, obwohl der Schmerzreiz anhielt. Zu dieser Einschätzung kamen auch weitere Studien (KUPPER & SPRING, 2008; HOPPE, 2011; ENZ et al., 2013a; SCHWENNEN et al., 2016).

Insgesamt zeigten bei der Verwendung des Narkosegerätes PorcAnest, unabhängig davon ob die Narkose aufgrund eines positiven ZKRs um 30 Sekunden verlängert wurde, 95,4 % der Ferkel keine oder nur eine kurze Abwehrreaktion (Score 0 und 1) während der Kastration. KUPPER und SPRING (2008) führten ebenfalls Untersuchungen mit einer am Narkosegerät (Fa. Agrocomp) eingestellten Einleitungszeit von 90 Sekunden durch und erzielten ähnliche Ergebnisse. Bei der Verwendung des Narkosegerätes PigNap in beiden Betrieben lag der Anteil an Ferkeln mit Score 0 oder 1 bei der Kastration mit 94,4 % geringfügig niedriger. Dieser Unterschied war nicht signifikant. Ursächlich für den geringfügig höheren Anteil an Ferkeln mit > 1 Abwehrbewegung während der Kastration nach der Narkose mit dem Gerät PigNap könnte die kürzere Einleitungszeit sein. In früheren Untersuchungen, in denen das Gerät PigNap Pro[®] mit einer Einleitungszeit von 70 Sekunden verwendet wurde, zeigten nur 77 % bzw. 66 % der Tiere keine oder eine kurze Abwehrbewegung bei der Kastration (STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN et al., 2016). Das in der vorliegenden Studie verwendete Narkosegerät PigNap ist das technisch überarbeitete Nachfolgermodell, was der Grund für die verbesserte Narkosetiefe in der vorliegenden Studie verglichen mit früheren Studien sein könnte. Das zweite Narkosegerät, PorcAnest, war zum Zeitpunkt des Studienbeginns im September 2019 die aktuellste Version (Stand 2009) und wurde bereits flächendeckend in der Schweiz eingesetzt (ENZ et al., 2013a). Dieses Gerät wurde für die Durchführung der Narkosen in der vorliegenden Studie

verwendet. Während der Einleitungszeit strömt für 90 Sekunden das Narkosegas in die Maske und der Narkosegasstrom bleibt für 4 Minuten aufrecht solange sich ein Ferkel weiterhin in der Maske befindet. Mit der Überarbeitung des Gerätes im Jahr 2020 wurde der Narkosegasstrom von 4 Minuten auf 90 Sekunden reduziert und bereits nach 70 Sekunden ist es dem Anwender gestattet, den ZKR zu testen und das Ferkel zu kastrieren (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b). Alle Studienergebnisse beziehen sich auf das Narkosegerät PorcAnest (Stand 2009) mit einer Anflutungszeit von mindestens 90 Sekunden.

Nach LAHRMANN et al. (2006) wird die Narkosetiefe im chirurgischen Toleranzstadium anhand des Ausfalls nicht eines sondern mehrerer Körperreflexe überprüft. In der vorliegenden Studie konnte die Narkosetiefe jedoch ausschließlich mit dem Zwischenklauenreflex überprüft werden, da eine Maskeneinleitung das Auslösen anderer Reflexe wie den Palpebral- und Nasenscheidewandreflex oder die Kontrolle der Bulbusrotation und des Lidschlags ausschloss. Möglicherweise könnte dies der Grund dafür sein, dass Ferkel trotz eines negativen ZKR einen Abwehrscore > 1 bei der Kastration aufwiesen. Gemäß SATAS et al. (1996) eignet sich jedoch der Zwischenklauenreflex für die Evaluierung der Narkosetiefe und von EGER et al. (1988) wird der „dew claw clamp“ als maximaler Stimulus beschrieben. SHERRINGTON (1910) definiert den „nociceptive flexion-reflex“ als einen Schutzreflex, der bei einem schmerzhaften Stimulus zum Zurückziehen der Gliedmaße führt. Diese Aktivierung der Flexoren ist elektromyografisch messbar und wurde von RINTISCH et al. (2012) untersucht, um die Zuverlässigkeit des ZKR sowie des Abwehrscores von WENGER et al. (2002) zu evaluieren. Die Ergebnisse dieser Studie zeigen, dass die nozizeptive-Flexorreflex-Messwerte sowohl mit dem ZKR als auch mit dem Abwehrscore korrelieren und daher beide Methoden für eine Überprüfung der chirurgischen Toleranz geeignet sind (RINTISCH et al., 2012). In der vorliegenden Studie wurde bei auslösbarem ZKR die Narkosegaszufuhr um 30 Sekunden verlängert und das Ferkel nach Ablauf der Anflutungszeit kastriert. So war der Reflex bei 181 Ferkeln (17,9 %; PorcAnest) und 176 Ferkeln (15,2 %; PigNap) nach der Einleitungszeit auslösbar. Von den 181 Ferkeln reagierten nur 13 Tiere (7,2 %; PorcAnest) bzw. von den 176

Ferkeln nur 11 Tiere (6,3 %; PigNap) bei der darauffolgenden Kastration mit > 1 Abwehrbewegung (Score 2-4). Der Anteil an Ferkeln mit einem Score von 0 oder 1 bei der Kastration konnte also aufgrund der Überprüfung des Reflexes und der gegebenenfalls verlängerten Narkose erhöht werden. Dennoch befand sich ein Teil der Ferkel während der Kastration nicht im chirurgischen Toleranzstadium und reagierte mit mehreren Abwehrbewegungen. Es ist zu vermuten, dass die automatisierte Isoflurannarkose nicht bei allen Ferkeln zu einer ausreichenden Narkosetiefe führt, da der Prozess automatisch abläuft und dadurch weder die Einleitungszeit noch die Konzentration (Vol-%) individuell auf die Ferkel abgestimmt werden können. Außerdem ist beschrieben, dass die Anflutung mit Isofluran in hohen Konzentrationen zum Atemanhalten führt, weshalb einige Ferkel während der begrenzten Einleitung vermutlich nicht genügend Narkosegas einatmen können (LARSEN, 2018a). Ein weiterer Grund könnte bei einzelnen Ferkeln die Auslösung des Zwischenklauenreflexes sein. Dieser Schmerzreiz in der Einschlafphase könnte auf Tiere, die das chirurgische Toleranzstadium noch nicht erreicht haben, stimulierend wirken und bei einzelnen Ferkeln möglicherweise verhindern, dass diese während der begrenzten Einleitungszeit eine ausreichende Narkosetiefe erreichen. Bei einem Großteil der Ferkel zeigt der ZKR das chirurgische Toleranzstadium jedoch zuverlässig an. Zusätzlich bietet der ZKR in der Praxis eine gute Möglichkeit, die im chirurgischen Toleranzstadium eingetretene Bewusstlosigkeit und Muskelrelaxation zu überprüfen (BOSCHERT et al., 1996; LAHRMANN et al., 2006).

3. Narkosezwischenfälle und Verluste

Bei insgesamt 19 von 2764 narkotisierten Ferkeln (0,7 %) trat ein Narkosezwischenfall auf. Bei 4 mit dem PorcAnest narkotisierten Tieren in Betrieb 1 und 2 wurde ein Herz-Kreislauf-Stillstand palpatorisch diagnostiziert und 11 Ferkel zeigten eine Apnoe. Nach der Narkose mit dem PigNap kam es bei einem Ferkel in Betrieb 2 zu einer Apnoe. Während jeder Narkose besteht immer ein Risiko, dass Narkosezwischenfälle auftreten (ENGELHARDT & WERNER, 2013; LARSEN, 2018a). Das Inhalationsanästhetikum Isofluran wirkt atemdepressiv und verringert in

hohen Konzentrationen die hypoxische pulmonale Vasokonstriktion, weshalb das Blut zum Teil unzureichend mit Sauerstoff angereichert wird (ENGELHARDT & WERNER, 2013; LARSEN, 2018b). Zudem führt die durch Isofluran ausgelöste periphere Vasodilatation zu einer Hypotonie und insbesondere bei tiefen Narkosen besteht die Gefahr eines Herz-Kreislauf-Stillstandes (ENGELHARDT & WERNER, 2013; LÖSCHER, 2014b; LARSEN, 2018a). Aufgrund der sehr kurzen Narkose bei der Saugferkelkastration entfällt die Phase der Aufrechterhaltung und die festeingestellte Dosierung mit 5 Vol.-% Narkosegas ist nicht individuell steuerbar (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a, 2020b). Folglich kann die Narkosetiefe nicht an die unterschiedlichen Tiere angepasst werden und das Risiko von Narkosezwischenfällen steigt. Im Vergleich mit dem PorcAnest führte die Verwendung des Narkosegerätes PigNap zu weniger Narkosezwischenfällen. Da mit steigender Narkosedauer auch das Risiko für das Auftreten von Narkosezwischenfällen steigt, könnte die geringere Einleitungszeit von 70 Sekunden verglichen mit den 90 Sekunden beim PorcAnest ein Grund für das geringe Vorkommen von Zwischenfällen bei den Narkosen mit dem PigNap sein. Wurde beim PorcAnest die Narkosedauer bei positivem Reflex um 30 Sekunden verlängert, stieg die Wahrscheinlichkeit, dass ein Narkosezwischenfall auftrat um den Faktor 2,3. Wurde eine Apnoe oder ein Herz-Kreislauf-Stillstand festgestellt, wurden die Ferkel sofort aus dem Narkosegerät genommen, der Thorax komprimiert und ein Kaltwasserguss angewendet (UYSTEPRUYST et al., 2002; HEINRITZI, 2006c; HODGSON, 2006). UYSTEPRUYST et al. (2002) wiesen in Untersuchungen nach, dass ein Kaltwasserguss bei neugeborenen Kälbern zu einem vermehrten pulmonalen Gasaustausch führt und bei Kontakt der Haut mit kaltem Wasser eine reflexartige Bronchokonstriktion ausgelöst wird. Sollte ein Narkosezwischenfall nicht direkt erkannt werden oder die entscheidenden Maßnahmen unterbleiben, kann dies zum Tod der Tiere führen (LÖSCHER, 2014b). Bei einem Ferkel trat unmittelbar nach der Narkose eine Schnappatmung auf, was im Narkosestadium IV nach GUEDEL (1937) beschrieben wird und zu einer Asphyxie führen kann. Das betroffene Ferkel wurde engmaschig beobachtet und erholte sich nach wenigen Minuten ohne Hinweise auf ein beeinträchtigtes Allgemeinbefinden. Weitere Maßnahmen mussten nicht

ergriffen werden. Wie bereits in weiteren Studien beschrieben, traten auch in der vorliegenden Studie keine narkosebedingten Saugferkelverluste nach einem Narkosezwischenfall und in den nächsten 24 Stunden auf (WALKER et al., 2004; HODGSON, 2006, 2007; STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN et al., 2016; HUG et al., 2018; WALDMANN et al., 2018). Die Ferkel, die innerhalb 24 Stunden nach der Narkose verendeten, wurden von der Muttersau erdrückt. Dies ist nach HEINRITZI (2006a) die häufigste Todesursache bei Saugferkeln. Bis zum Absetzen traten, ebenso wie in der Studie von HODGSON (2006), keine vermehrten Saugferkelverluste auf. Die Verlustrate der 195 individuell nachverfolgten Saugferkel in Betrieb 1 betrug 4,1 % und deckt sich in etwa mit den Saugferkelverlusten im Vergleichszeitraum ein Jahr zuvor (Saugferkelverluste: 3,8 %). Übereinstimmend mit den Ergebnissen weiterer Studien scheint die automatisierte Isoflurannarkose vermutlich durch die kurze Nachschlafphase und die rasch wiedererlangte Mobilität die Saugferkelverluste nicht zu erhöhen (WALKER et al., 2004; SCHULZ, 2007; STEIGMANN, 2013; WALDMANN et al., 2018).

4. Aufwachphase

Nach der Kastration und der Beendigung der Narkose mit dem Narkosegerät PigNap richteten sich die Ferkel im Mittel nach 3 Minuten in Brustlage auf und waren durchschnittlich nach 4 Minuten stehfähig. Die Aufwachphase erfolgt schnell und exzitationsarm, da Isofluran nach Beendigung der Narkose rasch aus dem Gewebe ins Blut und von dort in die Alveolen diffundiert und abgeatmet wird (LARSEN, 2018a). Zweifellos ist dies ein großer Vorteil der Ferkelkastration unter Isoflurannarkose, der auch in weiteren Studien bestätigt wurde (WALDMANN et al., 2018). WALKER et al. (2004) dokumentierten mit 1,6 Minuten bis zur Brustlage und 2,1 Minuten bis zur Stehfähigkeit der Ferkel sogar geringere Nachschlafzeiten als in der vorliegenden Studie. In der Studie von BURREN und JÄGGIN (2008) waren die Ferkel nach 2,5 Minuten in Brustlage und nach 3,4 Minuten stehfähig. Die Aufwachphase der Ferkel bis zur Stehfähigkeit dauerte in Untersuchungen von HODGSON (2006, 2007) und HUG et al. (2018) 2,0 bis 2,4 Minuten sowie 2,4 bis 3,0 Minuten, wengleich die Narkose lediglich mit 1,8 Vol.-% aufrechterhalten wurde.

Entscheidend für die Länge des Nachschlafes ist nicht die Volumenkonzentration des Narkosegases, sondern die Narkosedauer (LARSEN, 2018a). Dies erklärt, warum in den Studien von HODGSON (2006, 2007) der Nachschlaf der Ferkel nach einer Narkosedauer von unter 1 Minute ähnlich lang ist wie in den Studien mit 5 Vol.-% von WALKER et al. (2004) sowie BURREN und JÄGGIN (2008). Mit dem Narkosegerät PorcAnest narkotisierte Ferkel waren im Mittel nach 6,2 Minuten stehfähig. Die geringfügig verlängerte Nachschlafphase nach der Narkose mit dem PorcAnest im Vergleich zum PigNap könnte durch die längere Einleitungszeit bedingt sein, da sich mit steigender Narkosedauer auch die Nachschlafzeit verlängert (ERHARDT et al., 2012; ENGELHARDT & WERNER, 2013; LARSEN, 2018a). Die im Mittel um 2 Minuten verlängerte Aufwachphase nach der Narkose mit dem Gerät PorcAnest wird die Anzahl der Milchmahlzeiten jedoch kaum beeinflussen und ist für die Ferkel und das Management vermutlich vernachlässigbar. Grundsätzlich verpassen die männlichen Ferkel aufgrund der raschen Aufwachphase nach einer Isoflurannarkose nur wenige Säugezeiten und sind infolge der gleichbleibenden Zitzenrangfolge nur geringem Stress ausgesetzt (SCHMIDT et al., 2012; BALDINGER et al., 2017).

Versuchsbedingt wurde die Aufwachphase in DG 4-8 nicht direkt nach Beendigung der Narkose gefilmt, da die Kastration auf dem Stallgang stattfand, die Ferkel jedoch in den Abferkelbuchten gefilmt wurden. Im ersten DG, in dem die Ferkel auf dem Stallgang aufwachten, zeigte sich eine durchschnittlich längere Nachschlafphase der Ferkel im Vergleich zur Aufwachphase in den Abferkelbuchten. Diese Ergebnisse lassen vermuten, dass sich die Aufwachphase durch äußere Reize wie Lockrufe der Muttersau und eine warme Umgebung verkürzt. Zudem konnte beobachtet werden, dass sich die Ferkel durch Manipulation wie häufiges Aufsetzen wecken ließen. Um die Bedingungen zu standardisieren, wurde jedoch darauf verzichtet, in die Aufwachphase der Ferkel einzugreifen, weshalb bei der Auswertung der Videoaufnahmen einige Ferkel nicht bis zur Stehfähigkeit gefilmt werden konnten. Die Videoaufzeichnung dieser Tiere wurde beendet und sie waren nach kurzer Manipulation wach und konnten zur Sau zurückgesetzt werden. Um Erdrückungsverluste zu vermeiden, sollten Ferkel erst zur Muttersau zurückgesetzt werden, wenn sie

vollständig wach sind, da dann der Fluchtreflex vorhanden ist. Untersuchungen von BALDINGER et al. (2017) ergaben, dass Ferkel nach einer Inhalationsnarkose verglichen mit der Injektionsnarkose mehr Ruheverhalten zeigten, da sie vermutlich weniger Milchmahlzeiten kompensieren mussten. Ferkel hielten sich nach einer Inhalationsnarkose häufiger im Ferkelnest auf, was zu weniger Situationen mit Erdrückungsgefahr führte (BALDINGER et al., 2017). Zusammenfassend ist die kurze Aufwachphase ein großer Vorteil der Isoflurannarkose und mit einem geringen Risiko für die Ferkel verbunden (WALDMANN et al., 2018).

5. Nachblutung, Wundheilung

Die Saugferkelkastration erfolgt unbedeckt durch jeweils eine Inzision des Scrotums parallel zur Raphe scroti und gleichzeitiger Inzision des Processus vaginalis mittels Skalpell (HEINRITZI, 2006b). Der Hoden wird vorverlagert und der Samenstrang routinemäßig mit dem Skalpell abgesetzt, wobei der Samenstrang und die Gefäße durchtrennt werden (HEINRITZI, 2006b). Obwohl die Kastrationswunden von betäubungslos kastrierten Saugferkeln in der ersten Lebenswoche nicht verschlossen werden, konnte keine Auswirkung der Blutungen auf die Eisenkonzentration im Serum und die Tageszunahmen nachgewiesen werden (HEINRITZI, 2006b; BARZ et al., 2010). Erfolgt die Kastration ohne Betäubung, kommt es aufgrund der Stressreaktion durch den Schmerz zu einer Erhöhung der Katecholamine im Blut, was wiederum zu einer peripheren Vasokonstriktion führt (SCHULZ et al., 2007a; STARKE, 2013; LÖSCHER, 2014a). Im Gegensatz dazu dilatieren die peripheren Gefäße unter einer Allgemeinanästhesie (ERHARDT et al., 2012; ENGELHARDT & WERNER, 2013). Um den Schweregrad des Blutverlustes nach der Kastration unter Isoflurannarkose zu evaluieren, wurde in DG 4 der Samenstrang mit Skalpell oder Emaskulator randomisiert abgesetzt und die postoperativen Blutungen anhand des Nachblutungsscores von ENZ et al. (2013a) klassifiziert. In der genannten Studie zeigte sich, dass bei der Verwendung eines Emaskulators im Vergleich zum Skalpell signifikant ($p \leq 0,001$) geringere Blutungen auftraten. Die Kastrationen wurden jedoch, im Gegensatz zu der vorliegenden Studie, von unterschiedlichen

Betriebsleiter/innen durchgeführt (ENZ et al., 2013a). In der vorliegenden Studie kastrierte stets dieselbe Person und beurteilte im Anschluss die Blutungen. Die Verwendung eines Emaskulators führte zu signifikant ($p \leq 0,001$) geringeren Nachblutungen. Dieser Unterschied war sowohl direkt nach der Kastration als auch bei der zweiten Evaluierung 1 Stunde später signifikant ($p \leq 0,001$) und deutet daraufhin, dass die Quetschung der Gefäße mit dem Emaskulator den Blutaustritt verringerte. HUG et al. (2018) verwendeten bei der Saugferkelkastration einen Emaskulator und stellten ebenfalls geringe postoperative Blutungen fest.

In der vorliegenden Untersuchung erfolgte die erste Beurteilung direkt nach der Kastration, während sich die Ferkel noch in Rückenlage in den Halterungen des Narkosegerätes befanden. Nach der Aufwachphase wurden die Ferkel zur Sau und zu den Wurfgeschwistern zurückgesetzt. Bei der zweiten visuellen Beurteilung der Kastrationswunden wurde ein höherer mittlerer Score vergeben als direkt nach der Kastration. Die Nachblutungen wurden häufig mit dem höchsten Scorepunkten bewertet, die die Ausbreitung des Blutes bis zu den Hintergliedmaßen beschreiben. Vermutlich sind die Gründe für einen höheren mittleren Score bei der zweiten Evaluierung die Schwerkraft und die zwischenzeitliche Aktivität der Ferkel, die zum Auseinanderklaffen der Wundränder führt.

Nur 5 der 135 (3,7 %) untersuchten Ferkel wiesen 3 Wochen nach der Kastration unter Isoflurannarkose eine geringgradig verzögerte Wundheilung ohne Beeinträchtigung des Allgemeinbefindens auf. Beurteilt wurden in Anlehnung an den Wundscore von ZANKL (2007) das Aussehen der Wunde, das Vorhandensein und die Beschaffenheit von Wundsekreten sowie die Konsistenz und der Umfang der Samenstränge. Die auffälligen Ferkel wiesen gerötete Wundränder und zum Teil bleistiftstark verdickte Samenstränge auf. Bei 96,3 % der Ferkel verheilten die Kastrationswunden jedoch komplikationslos mit gut adaptierten Wundrändern und ohne Ödembildung, wie auch die Ergebnisse von ENZ et al. (2013a) zeigen. In vorausgegangenen Studien wurde die Wundheilung nach der Kastration unter Isoflurannarkose unterschiedlich bewertet. STEIGMANN (2013) verglich die Wundheilung von betäubungslos und unter Isoflurananästhesie kastrierten Ferkeln und stellte bei anästhesierten Ferkeln am 3. bis 5. Tag und in der 2. Woche post

operationem eine signifikant schlechtere Wundheilung fest. In der 3. Woche unterschieden sich die Kastrationswunden der beiden Gruppen nicht mehr signifikant. Im Gegensatz dazu wiesen SCHULZ et al. (2007b) keinen Unterschied der Wundheilung der betäubungslos und unter Narkose kastrierten Ferkel nach. Am 14. Tag nach der Kastration lag der Wundscore der unter Isoflurannarkose kastrierten Ferkel sogar signifikant niedriger (SCHULZ, 2007). In der Regel verläuft die Wundheilung bei der Saugferkelkastration komplikationslos (WALDMANN et al., 1994; ZÖLS, 2006; SCHULZ, 2007; ZANKL et al., 2007). Einen Einfluss von Meloxicam auf die Wundheilung konnte weder bei der Lokalanästhesie noch bei der Isoflurannarkose nachgewiesen werden (ZÖLS, 2006; SCHULZ, 2007). In der vorliegenden Studie traten Wundheilungsstörungen sehr selten und ohne Beeinträchtigung des Allgemeinbefindens auf. Ergebnisse weiterer Studien zur Ferkelkastration unter Isoflurannarkose bestätigen dies (SCHULZ, 2007; ENZ et al., 2013a; STEIGMANN, 2013). Daher kann angenommen werden, dass die Isoflurannarkose die Wundheilung nicht beeinflusst.

6. Isoflurankonzentration

Die Isoflurankonzentration in der Umgebungsluft wurde in beiden Betrieben während der Verwendung der Narkosegeräte PorcAnest und PigNap an 5 definierten Messpunkten erhoben. Die gemessenen Konzentrationen lagen zwischen $1,7 \text{ mg/m}^3$ und $99,7 \text{ mg/m}^3$. Gegenwärtig existiert in Deutschland kein Arbeitsplatzgrenzwert für die Isoflurankonzentration am Arbeitsplatz und die Grenzwerte verschiedener Staaten divergieren (IFA). Der AGW gibt die zulässige Exposition des Stoffes an und wird auf 8 Stunden täglich, 5 Tage die Woche und auf die Lebensarbeitszeit hochgerechnet (AUSSCHUSS FÜR GEFAHRSTOFFE, 2006). In der Schweiz liegt der gesetzlich vorgeschriebene Grenzwert bei 77 mg/m^3 , in Großbritannien bei 383 mg/m^3 und der für die Beurteilung häufig verwendete international niedrigste Grenzwert aus Ontario (Kanada) und Israel bei 15 mg/m^3 (IFA). Gemäß der IFA ist eine gesundheitliche Gefährdung bei wiederholter Exposition unter 80 mg/m^3 Isofluran nicht anzunehmen (IFA, 2020). Im Vergleich zu den Konzentrationen in der Atemluft der Personen und am Filter lagen die

gemessenen Isoflurankonzentrationen in der Umgebungsluft seitlich der Narkosemasken und in der Aufwachkiste der Ferkel höher (Tabelle 8). Dies könnte an der Maskenform liegen, da während der Untersuchungen auffiel, dass die einwandigen Narkosegasmasken des Gerätes PorcAnest für sehr kleine Ferkel zu groß waren. Vermutlich strömte das Gas-Luft-Gemisch am Ferkelrüssel vorbei und trug zu den höheren Konzentrationen in der Umgebungsluft an den Masken bei. Die doppelwandigen Masken des Gerätes PigNap lagen augenscheinlich enger am Ferkelrüssel an, jedoch unterschieden sich die Konzentrationen an den Masken der beiden Geräte kaum. Hingegen wurden in Untersuchungen von SÄRE et al. (2011) bei der Narkose von Ferkeln geringere Isoflurankonzentrationen in der Luft neben doppelwandigen als neben einwandigen Narkosemasken gemessen. Isofluran wird zum Großteil über die Lunge abgeatmet, weshalb eine potentielle Exposition durch die Ferkel während der Aufwachphase vermutet wurde (ERHARDT et al., 2012; ENGELHARDT & WERNER, 2013; KOLLER & KÄSLIN, 2018). Die vorliegenden erhöhten Messwerte in der Aufwachkiste der Ferkel bestätigen diese Annahme. Jedoch lag mit $99,7 \text{ mg/m}^3$ Isofluran nur einer der 6 Messergebnisse in der Umgebungsluft der Aufwachkiste über dem AGW der Schweiz und dem von der IFA als unbedenklich eingestuften Richtwert (IFA). Die Messwerte an den beteiligten Personen sind im Sinne des Arbeitsschutzes im besonderen Maße von Bedeutung, da Isofluran über die Atemwege aufgenommen wird (LARSEN, 2018a). Trotz höherer Konzentrationen in den Ferkelkisten lagen die Konzentrationen in der Atemluft der beteiligten Personen mit $3,0 \text{ mg/m}^3$ bis $14,5 \text{ mg/m}^3$ unter dem international niedrigsten Grenzwert. KUPPER und SPRING (2008) ermittelten Durchschnittswerte von $3,7 \text{ mg/m}^3$ in der Umgebungsluft an der durchführenden Person und am Narkosegerät sowie $18,7 \text{ mg/m}^3$ in der Aufwachkiste der Ferkel. Kurzfristig erhöhte Konzentrationen könnten durch unsachgemäße Handhabung wie z. B. durch Verschütten des Narkosegases beim Einfüllen in den Verdampfer entstehen (KUPPER & SPRING, 2008). In der Schweiz liegt dieser Kurzzeitgrenzwert bei 616 mg/m^3 (KUPPER & SPRING, 2008). Um die Isofluranexposition so gering wie möglich zu halten, sollte daher auf einen achtsamen Umgang mit dem Narkosegas, die regelmäßige Wartung der Geräte und eine gute

Be- und Entlüftung mit 2- bis 5-fachem Luftwechsel/Stunde geachtet werden (ENZ et al., 2013a; KOLLER & KÄSLIN, 2018). Frühere Versionen der Narkosegeräte waren mit einem Abluftschlauch ausgestattet, der das Narkosegas in die Umwelt ableitete, um die Exposition am Arbeitsplatz zu senken. Isofluran weist jedoch ein klimaschädliches Potenzial auf, weshalb aus Gründen des Umweltschutzes, so wie bei den aktuellen Narkosegeräten, Aktivkohlefilter anstelle des Abluftschlauches verwendet werden sollten (KUPPER & SPRING, 2008; LOSCAR et al., 2012).

7. Mikrobiologische Untersuchungen

Aus wirtschaftlichen Gründen steht der überbetriebliche Einsatz von Narkosegeräten vorrangig für kleine Betriebe in der Diskussion (DE ROEST et al., 2009). Aus der Humanmedizin ist jedoch bekannt, dass die gemeinsame Nutzung von medizinischen Geräten zu Kreuzinfektionen führen kann (BECK & ZADEH, 1968; LANGEVIN et al., 1999). WEBER et al. (2013) wiesen im Vergleich zu stationären Geräten geringere GKZ in den Proben der überbetrieblich genutzten Geräte nach. Aufgrund unterschiedlicher Reinigung und Desinfektion der Geräte sollten diese Ergebnisse jedoch mit Vorsicht betrachtet werden (WEBER et al., 2013). VAN ASTEN et al. (2020) raten von einem überbetrieblichen Einsatz der Geräte ab, dennoch stellt sich die Frage, inwieweit die Narkosegeräte eine Kontaminationsquelle innerhalb des Betriebes darstellen. Beispielsweise wird empfohlen Kanülen wurfweise zu wechseln, um die Gefahr von Kreuzinfektionen zwischen den Buchten zu minimieren (PLONAIT, 2004b). Mit jedem männlichen Ferkel aus unterschiedlichen Buchten gelangen Speichel und Sekrete in die Narkosegasmasken, weshalb in der vorliegenden Studie die Masken mikrobiologisch untersucht wurden. Vergleichbar mit WEBER et al. (2013) zeigte sich erwartungsgemäß, dass die GKZ nach Verwendung der Masken anstieg. Aus Gründen der Praktikabilität und um dem möglichst praxisnahen Studiendesign gerecht zu werden, wurden die Masken in der vorliegenden Studie erst nach der Kastration der Ferkel in den jeweiligen Durchgängen (bis zu 257 Tiere) gereinigt und desinfiziert. Die Reduktion der GKZ um mehr als 2 log-Stufen zeigt deutliche Desinfektionserfolge. Nach den Narkosen wurden in allen Proben MRSA nachgewiesen, welche eine Gefahr für die öffentliche

Gesundheit darstellen (EFSA, 2009). Im Allgemeinen werden MRSA insbesondere in schweinehaltenden Betrieben nachgewiesen, wobei Personen mit engem Tierkontakt einem höheren Infektionsrisiko ausgesetzt sind (VOSS et al., 2005; CUNY et al., 2009; EFSA, 2009). Ebenso konnte eine Zunahme der Nachweishäufigkeit von ESBL (Extended Spectrum β -Lactamase) bildenden *E. coli* u. a. in Schweinebeständen beobachtet werden (FRIESE et al., 2013). Da die nachgewiesenen Indikatorkeime neben der Gefährdung der Tiere auch eine Gefahr für die Menschen darstellen, erscheint die Reinigung und Desinfektion der Narkosemasken am Ende der Kastrationen jedes Abferkeldurchganges umso wichtiger. Die Reduktion der Indikatorkeime verdeutlicht, dass eine gründliche Reinigung und Desinfektion nach der Verwendung zu einer Unterbrechung der Infektionsketten zwischen den Abferkeldurchgängen innerhalb eines Betriebes beitragen kann und somit unerlässlich sind, um Infektionen folgender Durchgänge zu verhindern.

VII. ZUSAMMENFASSUNG

Ziel der vorliegenden Arbeit war die Evaluierung der automatisierten Isoflurannarkose bei der Saugferkelkastration in 2 Betrieben mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap. Dafür wurden Abwehrreaktionen bei der Kastration und mögliche einflussnehmende Parameter wie Gewicht, Alter und Gesundheitsscore der Ferkel, Betrieb, Haltung sowie das Narkosegerät hinsichtlich des Auftretens von Abwehrbewegungen bei der Kastration evaluiert. Zudem wurden die Aufwachphase der Ferkel, die Saugferkelverluste sowie die Nachblutungen und die Wundheilung der Kastrationswunden bewertet. Ferner erfolgten Messungen der Isofluranexposition in der Umgebungsluft und mikrobiologische Untersuchungen der Narkosemasken.

In 2 ferkelerzeugenden Betrieben wurden insgesamt 2764 unter 8 Tage alte männliche Saugferkel im Routinebetrieb unter automatisierter Isoflurannarkose nach NSAID-Applikation kastriert. Die Narkosen erfolgten mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap mit Einleitungszeiten von 90 bzw. 70 Sekunden. Die Abwehrreaktionen während der Kastration wurden direkt nach der Einleitungszeit in DG 1-3 oder nach Überprüfung des Zwischenklauenreflexes (ZKR) in DG 4-16 erhoben und mithilfe des Scores nach WENGER et al. (2002) beurteilt. Bei auslösbarem ZKR wurde die Narkose um 30 Sekunden verlängert und das Ferkel dann kastriert. Ferkelverluste und Narkosezwischenfälle wurden dokumentiert und die Aufwachphase der Ferkel bis zur Stehfähigkeit erhoben. Von 140 Ferkeln wurden die Nachblutungen mithilfe eines Scores evaluiert. Die Isoflurankonzentrationen am Arbeitsplatz wurden gemessen sowie die Narkosemasken zu 3 Zeitpunkten (vor und nach Narkose sowie nach Desinfektion) mikrobiologisch untersucht.

Nach der Einleitungszeit mit dem Narkosegerät PorcAnest (90 Sekunden) war der ZKR bei 17,9 % der Ferkel (181/1009) und mit dem Gerät PigNap (70 Sekunden) bei 15,2 % der Tiere (176/1160) noch auslösbar. Von diesen 181 Ferkeln wiesen nur 13 Ferkel (PorcAnest) und von den 176 Tieren nur 11 Ferkel (PigNap) den Abwehrscore > 1 auf. Unabhängig davon, ob die Narkose verlängert wurde, wiesen 95,4 % der Saugferkel (1530/1604; PorcAnest) und 94,4 % der Ferkel (1095/1160; PigNap)

während der Kastration keine oder eine kurze Abwehrbewegung (Score 0 und 1) auf. Die statistische Auswertung ergab, dass nur die Parameter Gewicht der Ferkel und Betrieb den Abwehrscore > 1 signifikant beeinflussten ($p \leq 0,05$). Bei 0,7 % der Ferkel trat ein Narkosezwischenfall auf und das Risiko eines Zwischenfalls stieg mit Verlängerung der Narkosedauer signifikant an ($p \leq 0,05$; PorcAnest). Narkosebedingte Ferkelverluste traten nicht auf. Die Aufwachphase dauerte im Mittel 6,2 (PorcAnest) und 4,1 Minuten (PigNap). Die Verwendung eines Skalpells führte, im Vergleich zum Emaskulator, zu einem höheren Nachblutungsscore ($p \leq 0,001$). Die Isoflurankonzentrationen in der Umgebungsluft lagen zwischen $1,9 \text{ mg/m}^3$ (Filter) und $99,7 \text{ mg/m}^3$ (Ferkelkiste). Die Maskendesinfektion reduzierte die Gesamtkeimzahl um 99,8 %. *E. coli* und MRSA waren in 2 von 6 Fällen nach der Desinfektion noch nachweisbar.

Die vorliegende Untersuchung zeigt, dass 95 % der Saugferkel unter automatisierter Isoflurannarkose mit keiner oder nur einer kurzen Abwehrreaktion auf einen anhaltenden Schmerzstimulus reagieren. Die Überprüfung des ZKRs und die gegebenenfalls Verlängerung der Narkose konnte den Anteil an Ferkeln mit Abwehrbewegungen bei der Kastration reduzieren. Die geringe Zahl der Narkosezwischenfälle, die kurze Aufwachphase und die deutlich reduzierte mikrobiologische Belastung nach Reinigung und Desinfektion der Masken gewährleisten, bei sorgfältiger Durchführung der Isoflurannarkose, eine hohe Sicherheit für die Saugferkel. Die gemessenen Isoflurankonzentrationen in der Atemluft der beteiligten Personen lagen unter dem international niedrigsten festgelegten Grenzwert. Die Anwender der Isoflurannarkose scheinen daher keiner hohen Isofluranexposition ausgesetzt zu sein. Lediglich ein Messwert in der Ferkelkiste lag geringfügig über dem von der IFA als unbedenklich eingestuften Maximalwert. Zusammenfassend ist die Isoflurannarkose im Sinne des Tierschutzes eine mögliche Alternative zur betäubungslosen Kastration. Zur fortwährenden Verbesserung dieser Methode sollten die Überprüfung des chirurgischen Toleranzstadiums anhand des Zwischenklauenreflexes sowie die Dauer der Anflutung Bestandteil weiterer Studien sein.

VIII. SUMMARY

The aim of the present paper was to evaluate automated isoflurane anesthesia for suckling piglet castration in 2 farms using the PorcAnest and PigNap anesthetic devices. Defensive reactions during castration as well as possibly influencing parameters such as weight, age, farm and anesthetic device were evaluated with regard to the occurrence of defensive movements during castration. Furthermore recovery time of the piglets, post-bleeding and wound healing of castration wounds as well as piglet losses were assessed. In addition, measurements of isoflurane concentrations in ambient air and a microbiological examination of the anesthetic masks were performed.

A total of 2764 male suckling piglets on 2 piglet producing farms were routinely castrated under automated isoflurane anesthesia after NSAID application. Anesthesia was performed using either the PorcAnest or PigNap anesthetic device with induction times of 90 and 70 seconds. Defensive reactions during castration were assessed immediately after induction time (passes 1-3) or after testing the interdigital claw reflex (passes 4-16) and classified by score according to WENGER et al. (2002). If interdigital claw reflex was triggerable anesthesia gas was prolonged for 30 seconds and the piglet was castrated then. Piglet losses and anesthetic incidents were documented. Recovery times were assessed in boxes in farrowing pen (passes 4-8). Post-bleedings of 140 piglets were evaluated by score. Isoflurane concentrations were measured at workplace and anesthetic masks were microbiologically tested before and after anesthesia and after disinfection.

After insufflation of isoflurane with the PorcAnest anesthetic device (90 seconds), the interdigital claw reflex was still triggerable in 17.9% of the piglets (181/1009) and after induction time with the PigNap (70 seconds) device in 15.2% of the animals (176/1160). Of these 181 piglets, only 13 piglets (PorcAnest) and of the 176 piglets (PigNap), only 11 piglets were evaluated with the defense score > 1. At castration, 95.4% of piglets (1530/1604; PorcAnest) and 94.4% of piglets (1095/1160; PigNap) showed no or minimal movement (score 0 and 1) regardless whether insufflation was prolonged. Piglet weight and farm have significant influence on

defense score > 1 ($p \leq 0.05$). An anesthetic incident rose in 0.7% of piglets and the risk of incident increased significantly ($p \leq 0.05$) with prolongation of anesthesia. No piglet losses due to anesthesia were observed. The recovery time lasted 6.2 ± 3.3 minutes (passes 4–5, $n = 344$) after anesthesia with PorcAnest device and 4.1 ± 2.1 minutes (passes 6–8, $n = 144$) with PigNap device. Cutting the spermatic cord with a scalpel led to a higher post-bleeding score ($p \leq 0.05$) compared to use of the emasculator. Isoflurane concentrations in ambient air were between 1.9 mg/m^3 (filter) und 99.7 mg/m^3 (recovery box of piglets). Masks disinfection reduced the total germ count by 99.8%. Contaminations with *E. coli* and MRSA were still detectable in 2 of 6 cases after disinfection. According to present study, automated isoflurane anesthesia results in no or only minimal defensive movements to a sustained pain stimulus in about 95% of suckling piglets. Testing the interdigital claw reflex and prolonging anesthesia if necessary could reduce the percentage of piglets with defensive movements during castration. The minimal amount of narcosis incidents, the short recovery time and the reduced microbiological load of the masks after cleaning and disinfection outlines a low risk for suckling piglets if isoflurane anesthesia is used carefully. Measurements of isoflurane concentrations in breathing air were below international limit value. Only 1 measured value in the piglet box was lightly above the maximum value classified as harmless by the IFA. In conclusion isoflurane anesthesia is a possible alternative to castration without anesthesia in terms of animal welfare. For further improvement of the method, the interdigital claw reflex as well as the duration of anesthesia should be part of further studies.

IX. TABELLENVERZEICHNIS

Tabelle 1: Anzahl der Ferkel (n) und erhobene Parameter (x) in DG 1-16 in Betrieb 1 und 2 mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap.	32
Tabelle 2: Abwehrscore basierend auf Daten von WENGER et al. (2002).	33
Tabelle 3: Wundscore basierend auf Daten von ZANKL (2007).	35
Tabelle 4: Anzahl (n) der kastrierten Saugferkel in Betrieb 1 und 2 mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap sowie die jeweiligen Körpergewichte in kg, Alter in Lebenstagen und Gesundheitsscore.....	76
Tabelle 5: Anzahl (n) und Anteil (%) der Ferkel mit einem negativen (-) bzw. positiven (+) Zwischenklauenreflex (ZKR) nach der Einleitungszeit und dem Abwehrscore (0-4) der Ferkel bei der Kastration in Betrieb 1 und 2 mit den Narkosegeräten PorcAnest (PA) und PigNap (PN) in den Durchgängen (DG) 4-16.	79
Tabelle 6: Anzahl (n) und Anteil (%) der Ferkel mit einem Abwehrscore (0-4) bei der Kastration mit dem Narkosegerät PorcAnest in Betrieb 1 sowie der konventionellen Haltung (KH) und der alternativen Haltung (AH) in Betrieb 2.....	80
Tabelle 7: Anzahl (n) und Anteil (%) der Ferkel mit einem Abwehrscore (0-4) bei der Kastration mit dem Narkosegerät PigNap in Betrieb 1 sowie der konventionellen Haltung (KH) und der alternativen Haltung (AH) in Betrieb 2.....	81

Tabelle 8: Isoflurankonzentration in mg/m ³ an den Messpunkten: Atemluft der kastrierenden Person (PK), Atemluft der Person, die die Ferkel transportierte (PT), Narkosegasmasken (M), Filter (F), Aufwachkiste der Ferkel (K). Gemessen in Betrieb 1 und der konventionellen Haltung (KH) und der alternativen Haltung (AH) in Betrieb 2 während der Ferkelkastration unter Isoflurannarkose mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap.....	85
---	----

X. ABBILDUNGSVERZEICHNIS

- Abbildung 1: Saugferkelkastration unter Isoflurannarkose:
Überprüfung des ZKRs (a), Ferkel in den Halterungen
des Narkosegerätes PorcAnest auf Position 2 und 3 (b),
Ferkel in der Halterung des Narkosegerätes PigNap auf
Position 1 (c), Aufwachphase der Ferkel in Kisten in der
Abferkelbucht (d). 30
- Abbildung 2: Messung der Isoflurankonzentration an den definierten
Messpunkten: zwischen Narkosegasmasken am
Narkosegerät PigNap (a), Kragen der Person (b) und
Aufwachkiste der Ferkel in Betrieb 1 (c).
Messinstrumente von der TÜV Süd GmbH (d). 36
- Abbildung 3: Verteilung der in die Auswertung eingeschlossenen
Tiere (Anzahl und Anteil): Körpergewicht in kg (a),
Lebensalter in Tagen (b) und Gesundheitsscore
(0 = keine klinischen Auffälligkeiten; 1 = 1 klinische
Auffälligkeit; 2 = 2 klinische Auffälligkeiten; 3 = ≥ 3
klinische Auffälligkeiten) (c); blau gestrichelte Linie:
Mittelwert; rot gestrichelte Linie: Standardabweichung;
schwarze Linie: Normalverteilungskurve. 75
- Abbildung 4: Koeffizienten des gemischten linearen logistischen
Modells: Alter, Gewicht, Position im Narkosegerät,
Betrieb und Haltung (AH: alternative Haltung) mit Odds
Ratio (OR), Konfidenzintervall (CI) und Signifikanz (p)
(a) sowie geplottete Vorhersagen des Einflusses der
Parameter Gewicht in kg (b), Alter in Tagen (c), Position
im Narkosegerät (d), Betrieb (e) und Haltung (f) auf den
Anteil der Tiere (%) mit einem Abwehrescore > 1 bei der
Kastration. 78

Abbildung 5: Dauer der Aufwachphase in Minuten bis zum Erreichen der Brustlage und Stehfähigkeit in Betrieb 1 mit dem Narkosegerät PigNap. Dargestellt ist die Anzahl (n) der Ferkel, p-Wert (p), Konfidenzintervall (CI) der Effektstärke (r), Median (μ_{Median}) und Box-Plot in den DG 6-8.....84

XI. LITERATURVERZEICHNIS

Ahmed MFE, Ramadan H, Seinige D, Kehrenberg C, Abd El-Wahab A, Volkmann N, Kemper N, Schulz J. Occurrence of extended-spectrum beta-lactamase-producing *Enterobacteriaceae*, microbial loads, and endotoxin levels in dust from laying hen houses in Egypt. *BMC Vet Res* 2020; 16: 1-9.

Ausschuss für Gefahrstoffe. TRGS 900. BArbBl Heft 2006: 41-55.

Baldinger L, Traulsen I, Weißmann F, Krieter J, Bussemas R. Vergleich der Injektions- und Inhalationsnarkose zur Kastration von ökologisch aufgezogenen Ferkeln hinsichtlich Verhalten und Wachstum. *Appl Agric Forestry Res* 2017; 67: 71-78.

Barz A, Ritzmann M, Breitinge I, Langhoff R, Zöls S, Palzer A, Heinritzi K. Optionen zur kombinierten Verabreichung eines nichtsteroidalen Antiphlogistikums (Meloxicam) mit Eisendextran bei der Saugferkelkastration. *Tierärztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere* 2010; 38: 23-30.

Beck A, Zadeh JA. Infection by anaesthetic apparatus. *Lancet* 1968; 291: 533-534.

BEG Schulze Bremer GmbH. Betriebsanleitung. Betäubungsgerät Ferkel PigNap 4.0. Coesfeld 2020.

Benrath J, Sandkühler J. Nozizeption bei Früh- und Neugeborenen. *Schmerz* 2000; 14: 297-301.

Berchtold S. Optimierung der Injektionsanästhesie für die Ferkelkastration. Diss. med. vet. 2015. Universität Zürich.

BfGA. Arbeitsplatzgrenzwert (AGW). <https://www.bfga.de/arbeitsschutz-lexikon-von-a-bis-z/fachbegriffe-a-b/agw-fachbegriff/>. Accessed: 10.03.2021.

BMEL. Vorreiter in Europa: betäubungslose Ferkelkastration ab 1. Januar 2021 verboten. <https://www.bmel.de/SharedDocs/Pressemitteilungen/DE/2020/259-ferkelkastration-tierschutz.html>. Accessed: 11.03.2021.

Bonneau M, Weiler U. Pros and cons of alternatives to piglet castration: Welfare, boar taint, and other meat quality traits. *Animals* 2019; 9: 884.

Boschert K, Flecknell PA, Fosse RT, Framstad T, Ganter M, Sjostrand U, Stevens J, Thurman J. Ketamine and its use in the pig. Recommendations of the Consensus meeting on Ketamine Anaesthesia in Pigs. *Lab Anim* 1996; 30: 209-219.

Burren C, Jäggin N. Beurteilung der Inhalationsanästhesie zur Schmerzausschaltung bei der chirurgischen Kastration von Ferkeln. Ergänzende Feldversuche. *Zollikofen* 2008.

BVL. Erstes Inhalationsnarkotikum für die schmerzfreie Ferkelkastration in Deutschland zugelassen. https://www.bvl.bund.de/SharedDocs/Fachmeldungen/05_tierarzneimittel/2018/2018_11_23_Fa_Isofluran.html. Accessed: 11.03.2021.

Cuny C, Nathaus R, Layer F, Strommenger B, Altmann D, Witte W. Nasal colonization of humans with methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) CC398 with and without exposure to pigs. *PloS ONE* 2009; 4: e6800.

de Roest K, Montanari C, Fowler T, Baltussen W. Resource efficiency and economic implications of alternatives to surgical castration without anaesthesia. *Animal* 2009; 3: 1522-1531.

Deutscher Bundestag. Fristverlängerung bei Ferkelkastration. <https://www.bundestag.de/presse/hib/580676-580676>. Accessed: 12.03.2021.

Diener M. Vegetatives Nervensystem. In: Physiologie der Haustiere, 5 edn. von Engelhardt W, Breves G, Diener M, Gäbel G, eds. Stuttgart, Enke Verlag 2015: 112-120.

DLG. Siebtes Isofluran-Narkosegerät für die Ferkelkastration von der DLG zertifiziert. <https://www.dlg.org/de/landwirtschaft/presse/aktuell#!/news/siebtes-isofluran-narkosegeraet-fuer-die-ferkelkastration-von-der-dlg-zertifiziert>. Accessed: 11.03.2021.

DLG TestService GmbH. DLG-Prüfbericht 7081. 2020a.

DLG TestService GmbH. DLG-Prüfbericht 7080. 2020b.

EFSA. Analysis of the baseline survey on the prevalence of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in holdings with breeding pigs, in the EU, 2008 - Part A: MRSA prevalence estimates. EFSA Journal 2009; 7: 1376.

Eger EI, Johnson BH, Weiskopf RB, Holmes MA, Yasuda N, Targ A, Rampil IJ. Minimum alveolar concentration of I-653 and isoflurane in pigs: Definition of a supramaximal stimulus. Anesth Analg 1988; 67: 1174-1176.

Emmerich IU, Ungemach F. Arzneimittel zur Allgemeinanästhesie des Schweines. Tierärztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere 2003; 31: 352-355.

Engelhardt K, Werner C. Narkose - Inhalations- und Injektionsanästhetika. In: Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie, 11 edn. Aktories K, Förstermann U, Hofmann F, Starke K, eds. München, Elsevier GmbH, Urban & Fischer 2013: 241-260.

Enz A, Schüpbach-Regula G, Bettschart R, Fuschini E, Bürgi E, Sidler X. Erfahrungen zur Schmerzausschaltung bei der Ferkelkastration in der Schweiz, Teil 1: Inhalationsanästhesie. Schweiz Arch Tierheilkd 2013a; 155: 651-659.

Enz A, Schüpbach-Regula G, Bettschart R, Fuschini E, Bürgi E, Sidler X. Erfahrungen zur Schmerzausschaltung bei der Ferkelkastration in der Schweiz. Teil 2: Injektionsanästhesie. Schweiz Arch Tierheilkd 2013b; 155: 661-668.

Erhardt W, Henke J, Tacke S, Baumgartner C, Kroker R. Pharmaka im Rahmen der Anästhesie und perioperativen Schmerzlinderung. In: Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen, 2 edn. Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, eds. Stuttgart, Schattauer GmbH 2012: 17-110.

Richtlinie 2008/120/EG des Rates vom 18. Dezember 2008 über Mindestanforderungen für den Schutz von Schweinen.

Ferkelbetäubungssachkundeverordnung vom 8. Januar 2020 (BGBl. I S. 96).

Friese A, Schulz J, Hoehle L, Fetsch A, Tenhagen B-A, Hartung J, Roesler U. Occurrence of MRSA in air and housing environment of pig barns. Vet Microbiol 2012; 158: 129-135.

Friese A, Schulz J, Laube H, von Salviati C, Hartung J, Roesler U. Faecal occurrence and emissions of livestock-associated methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (laMRSA) and ESBL/AmpC-producing *E. coli* from animal farms in Germany. Berl Münch Tierärztl Wochenschr 2013; 126: 175-180.

Gasse H. Männliche Geschlechtsorgane, Organa genitalia masculina. In: Lehrbuch der Anatomie der Haustiere, Band 2, Eingeweide, 8 edn. Nickel R, Schummer A, Seiferle E, eds. Stuttgart, Parey Verlag 2004: 341-392.

Gerritzen M, Kluivers-Poodt M, Reimert H, Hindle V, Lambooj E. Castration of piglets under CO₂-gas anaesthesia. *Animal* 2008; 2: 1666-1673.

Guedel AE. Inhalation Anesthesia: A Fundamental Guide. *Anesth Analg* 1937; 16: 119-120.

Hansson M, Lundeheim N, Nyman G, Johansson G. Effect of local anaesthesia and/or analgesia on pain responses induced by piglet castration. *Acta Vet Scand* 2011; 53: 1-9.

Hardie E. Erkennen des Schmerzverhaltens bei Tieren. In: Schmerz und Schmerztherapie beim Tier. Hellebrekers LJ, ed. Hannover, Schlütersche GmbH und Co. KG 2001: 39-52.

Hay M, Vulin A, Génin S, Sales P, Prunier A. Assessment of pain induced by castration in piglets: behavioral and physiological responses over the subsequent 5 days. *Appl Anim Behav Sci* 2003; 82: 201-218.

Hedlund CS. Haut. In: Chirurgie der Kleintiere, 2 edn. Fossum T, ed. München, Elsevier GmbH, Urban & Fischer 2009: 173-274.

Heinritzi K, Ritzmann M, Otten W. Alternativen zur Kastration von Saugferkeln, Bestimmung von Katecholaminen sowie Wundheilung nach Kastration von Saugferkeln zu unterschiedlichen Zeitpunkten. *Dtsch Tierärztl Wochenschr* 2006; 113: 94-97.

Heinritzi K. Erkrankungen der Neugeborenen. In: Schweinekrankheiten, 1 edn. Heinritzi K, Gindele HR, Reiner G, Schnurrbusch U, eds. Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag 2006a: 167-170.

Heinritzi K. Zootechnische Maßnahmen. In: Schweinekrankheiten, 1 edn. Heinritzi K, Gindele HR, Reiner G, Schnurrbusch U, eds. Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag 2006b: 42-43.

Heinritzi K. Anästhesie. In: Schweinekrankheiten, 1 edn. Heinritzi K, Gindele HR, Reiner G, Schnurrbusch U, eds. Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag 2006c: 48-50.

Henke J. Das Problem Schmerz. In: Schmerzmanagement bei Klein- und Heimtieren, 1 edn. Henke J, Wolf E, eds. Stuttgart, Enke Verlag 2001: 1-6.

Henke J, Tacke S, Erhardt W. Analgesie. In: Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen, 2 edn. Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, eds. Stuttgart, Schattauer GmbH 2012: 383-434.

Hodgson DS. An inhaler device using liquid injection of isoflurane for short term anesthesia in piglets. *Vet Anaesth Analg* 2006; 33: 207-213.

Hodgson DS. Comparison of isoflurane and sevoflurane for short-term anesthesia in piglets. *Vet Anaesth Analg* 2007; 34: 117-124.

Hofmann K, Rauh A, Harlizius J, Weiß C, Scholz T, Schulze-Horsel T, Escribano D, Ritzmann M, Zöls S. Schmerz- und Stressbestimmung bei der Injektion und Kastration von Saugferkeln unter Lokalanästhesie mit Procain und Lidocain - Teil 1: Kortisol, Chromogranin A, Wundheilung, Gewichtsentwicklung, Saugferkelverluste. *Tierärztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere* 2019; 47: 87-96.

Hoppe M. Evaluation der Schmerzausschaltung bei der Kastration männlicher Saugferkel unter CO₂-Betäubung. Diss. med. vet. 2011. Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

Horn T, Marx G, von Borell E. Verhalten von Ferkeln während der Kastration mit und ohne Lokalanästhesie. Dtsch Tierärztl Wochenschr 1999; 106: 271-274.

Hug PJ, Cap VH, Honegger J, Schupbach-Regula G, Schwarz A, Bettschart-Wolfensberger R. Optimization of analgesia for piglet castration under isoflurane anaesthesia with parenteral butorphanol, meloxicam or intratesticular lidocaine. Schweiz Arch Tierheilkd 2018; 160: 461-467.

IFA. GESTIS International Limit Values.
https://limitvalue.ifa.dguv.de/WebForm_ueliste2.aspx. Accessed:
11.03.2021.

IFA. Isofluran. GESTIS-Stoffdatenbank 2020.

Ison SH, Clutton RE, Di Giminiani P, Rutherford K. A review of pain assessment in pigs. Front Vet Sci 2016; 3: 108.

Keita A, Pagot E, Prunier A, Guidarini C. Pre-emptive meloxicam for postoperative analgesia in piglets undergoing surgical castration. Vet Anaesth Analg 2010; 37: 367-374.

Koller M, Käslin E. Anwendung von Isofluran bei der Kastration von Ferkeln. suva 2018.

Kramer M. Wundheilung. In: Lehrbuch der Allgemeinen Chirurgie für Tiermediziner, 6 edn. Dietz O, Litzke LF, eds. Stuttgart, Enke Verlag 2003: 27-33.

Kupper T, Spring P. Alternative Methoden zur konventionellen Ferkelkastration ohne Schmerzausschaltung Projekt ProSchwein: Synthesebericht. Zollikofen 2008.

Lackner A, Goller-Englberger K. Zur Schmerzhaftigkeit und Wundheilung bei der Kastration und dem Schwanzkupieren der Saugferkel. Gumpensteiner Nutztierschutztagung, Gumpenstein. 2002.

Lahrman KH, Kmiec M, Stecher S. Die Saugferkelkastration mit der Ketamin/Azaperon-Allgemeinanästhesie: tierschutzkonform, praktikabel, aber wirtschaftlich? Prakt Tierarzt 2006; 87: 802-809.

Lahrman KH. Klinisch-experimentelle Untersuchungen zur Ketamin/Azaperon-Allgemeinanästhesie bei Schweinen. Prakt Tierarzt 2006; 87: 713-725.

Landa L. Pain in domestic animals and how to assess it: a review. Vet Med (Praha) 2012; 57: 185-192.

Langevin PB, Rand KH, Layon AJ. The potential for dissemination of *Mycobacterium tuberculosis* through the anesthesia breathing circuit. Chest 1999; 115: 1107-1114.

Langhoff R, Zöls S, Barz A, Palzer A, Ritzmann M, Heinritzi K. Untersuchungen über den Einsatz von Schmerzmitteln zur Reduktion kastrationsbedingter Schmerzen beim Saugferkel. Berl Münch Tierärztl Wochenschr 2009; 122: 325-332.

Larsen R. Inhalationsanästhetika. In: Anästhesie, 11 edn. Larsen R, ed. München, Elsevier GmbH 2018a: 17-44.

Larsen R. Physiologie der Atmung. In: Anästhesie, 11 edn. Larsen R, ed. München, Elsevier GmbH 2018b: 193-194.

Levionnois OL, Menge M, Thormann W, Mevissen M, Spadavecchia C. Effect of ketamine on the limb withdrawal reflex evoked by transcutaneous electrical stimulation in ponies anaesthetised with isoflurane. *Vet J* 2010; 186: 304-311.

Loscar M, Annecke T, Conzen P. Inhalationsanästhetika. In: Die Anästhesiologie: Allgemeine und spezielle Anästhesiologie, Schmerztherapie und Intensivmedizin, 3 edn. Rossaint R, Werner C, Zwißler B, eds. Berlin, Heidelberg, Springer-Verlag Berlin Heidelberg NewYork 2012: 273-293.

Löscher W. Pharmaka mit Wirkung auf das autonome (vegetative) Nervensystem. In: Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren, 9 edn. Löscher W, Richter A, Potschka H, eds. Stuttgart, Enke 2014a: 59-84.

Löscher W. Pharmaka mit Wirkung auf das Zentralnervensystem. In: Pharmakotherapie bei Haus- und Nutztieren, 9 edn. Löscher W, Richter A, Potschka H, eds. Stuttgart, Enke Verlag 2014b: 93-165.

Martin P, Bateson PPG, Bateson P. Measuring behaviour: an introductory guide. Cambridge University Press. 1993.

McGlone J, Nicholson R, Hellman J, Herzog D. The development of pain in young pigs associated with castration and attempts to prevent castration-induced behavioral changes. *J Anim Sci* 1993; 71: 1441-1446.

Meagher RK. Observer ratings: Validity and value as a tool for animal welfare research. *Appl Anim Behav Sci* 2009; 119: 1-14.

Meinecke B, Huber K. Endokrinologie und Reproduktion. In: Physiologie der Haustiere, 5 edn. von Engelhardt W, Breves G, Diener M, Gäbel G, eds. Stuttgart, Enke Verlag 2015: 531-550.

Mellor D, Cook C, Stafford K. Quantifying some responses to pain as a stressor. In: *The Biology of Animal Stress: Basic Principles and Implications for Welfare*, 1 edn. Moberg G, Mench J, eds. New York, CABI Publishing 2000: 171-198.

Mellor DJ, Stafford KJ. Physiological and behavioural assessment of pain in ruminants: principles and caveats. *Altern Lab Anim* 2004; 32: 267-271.

Molony V, Kent J. Assessment of acute pain in farm animals using behavioral and physiological measurements. *J Anim Sci* 1997; 75: 266-272.

Molony V, Kent JE, McKendrick IJ. Validation of a method for assessment of an acute pain in lambs. *Appl Anim Behav Sci* 2002; 76: 215-238.

Morton DB, Griffiths P. Guidelines on the recognition of pain, distress and discomfort in experimental animals and an hypothesis for assessment. *Vet Rec* 1985; 116: 431-436.

Mück S. Belastung von Schweinen bei Therapie mit einem mehrmalig im Vergleich zu einem einmalig zu injizierenden Präparat. Diss. med. vet. 2017. Ludwig-Maximilians-Universität München.

Mühlbauer IC, Otten W, Lüpping W, Palzer A, Zöls S, Elicker S, Ritzmann M, Heinritzi K. Untersuchung zur CO₂-Narkose als eine Alternative zur betäubungslosen Kastration von Saugferkeln. *Prakt Tierarzt* 2009; 90: 460-464.

Nolff MC. *Pathophysiologie der Wundheilung*. Georg Thieme Verlag KG. 2020.

Numberger J, Ritzmann M, Übel N, Eddicks M, Reese S, Zöls S. Ear tagging in piglets: the cortisol response with and without analgesia in comparison with castration and tail docking. *Animal* 2016; 10: 1864-1870.

Nussbaumer I, Indermühle N, Zimmermann W, Leist Y. Ferkelkastration mittels Injektionsnarkose: Erfahrungen mit der Kombination Azaperon, Butorphanol und Ketamin. *Schweiz Arch Tierheilkd* 2011; 153: 33-35.

Pfannkuche H. Nozizeption und Schmerz: neurophysiologische Grundlagen. *Tierärztl Prax Ausg K Kleintiere Heimtiere* 2008; 36: 5-11.

Plonait H. Umgang mit Schweinen, Zwangsmaßnahmen und Operationsvorbereitung. In: *Lehrbuch der Schweinekrankheiten*, 4 edn. Waldmann KH, Wendt M, eds. Stuttgart, Parey Verlag 2004a: 39-48.

Plonait H. Therapeutische Technik. In: *Lehrbuch der Schweinekrankheiten*, 4 edn. Waldmann KH, Wendt M, eds. Stuttgart, Parey Verlag 2004b: 49-53.

Plonait H. Erkrankungen und Operationen an den Fortpflanzungsorganen des Ebers. In: *Lehrbuch der Schweinekrankheiten*, 4 edn. Waldmann KH, Wendt M, eds. Stuttgart, Parey Verlag 2004c: 525-548.

Prunier A, Bonneau M, von Borell E, Cinotti S, Gunn M, Fredriksen B, Giersing M, Morton D, Tuytens F, Velarde A. A review of the welfare consequences of surgical castration in piglets and the evaluation of non-surgical methods. *Anim Welf* 2006; 15: 277-289.

Prunier A, Mounier L, le Neindre P, Leterrier C, Mormède P, Paulmier V, Prunet P, Terlouw C, Guatteo R. Identifying and monitoring pain in farm animals: a review. *Animal* 2012; 7: 998-1010.

Raja SN, Carr DB, Cohen M, Finnerup NB, Flor H, Gibson S, Keefe FJ, Mogil JS, Ringkamp M, Sluka KA. The revised International Association for the Study of Pain definition of pain: concepts, challenges, and compromises. *Pain* 2020; 161: 1976-1982.

Rauh A, Hofmann K, Harlizius J, Weiss C, Numberger J, Scholz T, Schulze-Horsel T, Otten W, Ritzmann M, Zöls S. Schmerz- und Stressbestimmung bei der Injektion und Kastration von Saugferkeln unter Lokalanästhesie mit Procain und Lidocain - Teil 2: Abwehrverhalten, Katecholamine, koordinierte Bewegungsabläufe. Tierärztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere 2019; 47: 160-170.

Rintisch U, Baars J, Lahrmann KH. Beurteilung der perioperativen Analgesie mit dem nozizeptiven Flexorreflex bei Schweinen unter Ketamin-Azaperon-Allgemeinanästhesie. Berl Münch Tierärztl Wochenschr 2012; 125: 96-102.

Saller AM, Werner J, Reiser J, Senf S, Deffner P, Abendschön N, Weiß C, Fischer J, Schörwerth A, Miller R, Zablotzki Y, Bergmann S, Erhardt M, Ritzmann M, Zöls S, Baumgartner C. Local anesthesia in piglets undergoing castration - A comparative study to investigate the analgesic effects of four local anesthetics on the basis of acute physiological responses and limb movements. PloS ONE 2020; 15: e0236742.

Sann H. Nozizeption und Schmerz. In: Physiologie der Haustiere, 5 edn. Breves G, Diener M, Gäbel G, von Engelhardt W, eds. Stuttgart, Enke Verlag 2015: 78-85.

Säre H, Ambrisko TD, Moens Y. Occupational exposure to isoflurane during anaesthesia induction with standard and scavenging double masks in dogs, pigs and ponies. Lab Anim 2011; 45: 191-195.

Satas S, Haaland K, Thoresen M, Steen PA. MAC for halothane and isoflurane during normothermia and hypothermia in the newborn piglet. Acta Anaesthesiol Scand 1996; 40: 452-456.

Schaible HG. Nozizeption und Schmerz. In: Physiologie des Menschen, 32 edn. Brandes R, Schmidt RF, Lang F, eds. Heidelberg, Springer-Verlag GmbH Deutschland 2019: 666-684.

Schmidt T, König A, von Borell E. Impact of general injection anaesthesia and analgesia on post-castration behaviour and teat order of piglets. *Animal* 2012; 6: 1998-2002.

Schneichel R, Schneichel R. Augen auf die Klauen richten. *Veterinärspiegel* 2019; 29: 23-27.

Schulz C, Ritzmann M, Palzer A, Otten W, Heinritzi K. Verlauf der Noradrenalin- und AdrenalinKonzentrationen vor und nach der Kastration von Saugferkeln mit und ohne Isofluran-Narkose. *Dtsch Tierärztl Wochenschr* 2007a; 114: 454-459.

Schulz C. Auswirkung einer Isofluran-Inhalationsnarkose auf den Kastrationsstress und die postoperativen Kastrationsschmerzen von Ferkeln. *Diss. med. vet.* 2007. Ludwig-Maximilians-Universität München.

Schulz C, Ritzmann M, Palzer A, Heinritzi K, Zöls S. Auswirkung einer Isofluran-Inhalationsnarkose auf den postoperativen Kastrationsschmerz von Ferkeln. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* 2007b; 120: 177-182.

Schwennen C. Untersuchungen zur Anwendbarkeit der Isoflurannarkose bei der Ferkelkastration sowie deren Auswirkung auf Produktionsparameter in der Ferkelerzeugung unter konventionellen Produktionsbedingungen. *Diss. med. vet.* 2015. Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

Schwennen C, Kolbaum N, Waldmann KH, Hoeltig D. Die Beurteilung der Narkosetiefe während der Saugferkelkastration unter automatisierter Isoflurannarkose im Schweinebestand. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* 2016; 129: 40-47.

Sheil M, Polkinghorne A. Optimal methods of documenting analgesic efficacy in neonatal piglets undergoing castration. *Animals* 2020; 10: 1450.

Sherrington CS. Flexion-reflex of the limb, crossed extension-reflex and reflex stepping and standing. *J Physiol* 1910; 40: 28-121.

Sneddon LU, Gentle MJ. Pain in farm animals. *Proc. Workshop 2000*; 5: 9-18.

Spadavecchia C, Levionnois O, Kronen PW, Leandri M, Spadavecchia L, Schatzmann U. Evaluation of administration of isoflurane at approximately the minimum alveolar concentration on depression of a nociceptive withdrawal reflex evoked by transcutaneous electrical stimulation in ponies. *Am J Vet Res* 2006; 67: 762-769.

Stark J. Auswirkungen von Ohrmarken einziehen im Vergleich zu Kastration und Schwanzkupieren und Etablierung einer Verhaltensmethodik zur Beurteilung kastrationsbedingter Schmerzen beim Saugferkel. *Diss. med. vet.* 2014. Ludwig-Maximilians-Universität München.

Starke K. Grundlagen der Pharmakologie des Nervensystems. In: *Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie*, 11 edn. Aktories K, Förstermann U, Hofmann F, Starke K, eds. München, Elsevier GmbH, Urban & Fischer 2013: 95-125.

Steigmann M. Evaluierung der Schmerzausschaltung bei der Kastration männlicher Ferkel unter automatisierter Isoflurannarkose. *Diss. med. vet.* 2013. Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover.

Svendsen O. Castration of piglets under carbon dioxide (CO₂) anaesthesia. *J Vet Pharmacol Ther* 2006; 29: 54-55.

Taylor AA, Weary DM. Vocal responses of piglets to castration: identifying procedural sources of pain. *Appl Anim Behav Sci* 2000; 70: 17-26.

Tierschutzgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), das zuletzt durch Artikel 280 der Verordnung vom 19. Juni 2020 (BGBl. I S. 1328) geändert worden ist.

Uyestepruyst C, Coghe J, Dorts T, Harmegnies N, Delsemme M-H, Art T, Lekeux P. Effect of three resuscitation procedures on respiratory and metabolic adaptation to extra uterine life in newborn calves. *Vet J* 2002; 163: 30-44.

van Asten A, Gäckler S, Häuser S, Heckmann S, Kühling J, Lambertz C, Richter A, Streuff B. DLG Merkblatt 454 - Ferkelkastration unter Inhalationsnarkose. Frankfurt am Main 2020.

Veit C, Marahrens M, Schwarzlose I, Krause ET, Schrader L. Alternativen zur betäubungslosen Ferkelkastration in Deutschland: Überblick zum aktuellen Stand der Forschung. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* 2017; 131.

Vitali M, Santacroce E, Correa F, Salvarani C, Maramotti FP, Padalino B, Trevisi P. On-farm welfare assessment protocol for suckling piglets: A pilot study. *Animals* 2020; 10: 1016.

von Borell E, Oliver M, Fredriksen B, Edwards S, Bonneau M. Standpunkte, Praktiken und Kenntnisstand zur Ferkelkastration in Europa (PIGCAS) - Projektziele und erste Ergebnisse. *J Verbr Lebensm* 2008; 3: 216-220.

Voss A, Loeffen F, Bakker J, Klaassen C, Wulf M. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in pig farming. *Emerg Infect Dis* 2005; 11: 1965-1966.

Waldmann KH, Otto K, Bollwahn W. Ferkelkastration - Schmerzempfindung und Schmerzausschaltung. *Dtsch Tierärztl Wochenschr* 1994; 101: 105-109.

Waldmann KH, Potschka H, Lahrmann KH, Kästner S. Saugferkelkastration unter Lokalanästhesie? Eine Situationsanalyse aus wissenschaftlicher Sicht. Dtsch Tierärztebl 2018; 9: 1218-1226.

Walker B, Jäggin N, Doherr M, Schatzmann U. Inhalation anaesthesia for castration of newborn piglets: experiences with isoflurane and isoflurane/N₂O. J Vet Med A 2004; 51: 150-154.

Weary DM, Braithwaite LA, Fraser D. Vocal response to pain in piglets. Appl Anim Behav Sci 1998; 56: 161-172.

Weary DM, Niel L, Flower FC, Fraser D. Identifying and preventing pain in animals. Appl Anim Behav Sci 2006; 100: 64-76.

Weber S, Das G, Schulz J, Moors E, Hartung J, Waldmann KH, Gauly M. Isoflurane-anaesthesia used for piglet-castration: a bacteriological assessment of the anaesthetic device. Berl Münch Tierärztl Wochenschr 2013; 126: 277-284.

Wenger S, Jäggin N, Doherr M, Schatzmann U. Die Halothananästhesie zur Kastration des Saugferkels - Machbarkeitsstudie und Kosten-Nutzen-Analyse. Tierärztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere 2002; 30: 164-170.

White R, de Shazer J, Tressler C, Borchert G, Davey S, Waninge A, Parkhurst A, Milanuk M, Clemens E. Vocalization and physiological response of pigs during castration with or without a local anesthetic. J Anim Sci 1995; 73: 381-386.

Zankl A, Ritzmann M, Zöls S, Heinritzi K. Untersuchungen zur Wirksamkeit von Lokalanästhetika bei der Kastration von männlichen Saugferkeln. Dtsch Tierärztl Wochenschr 2007; 114: 418-422.

Zankl A. Untersuchungen zur Wirksamkeit und Gewebeverträglichkeit von Lokalanästhetika bei der Kastration männlicher Saugferkel. Diss. med. vet. 2007. Ludwig-Maximilians-Universität München.

Zhang Y, Eger EI, Dutton RC, Sonner JM. Inhaled anesthetics have hyperalgesic effects at 0.1 minimum alveolar anesthetic concentration. *Anesth Analg* 2000; 91: 462-466.

Zimmermann M. Behavioural investigation of pain in animals. In: *Assessing pain in farm animals* 1edn. Duncan IJH, Molony V, eds. Scotland, proceedings of a workshop held in Roslin 1986: 16-29.

Zimmermann S. Untersuchungen zur Wirkung der Betäubung mittels Kohlendioxid bei der Kastration männlicher Saugferkel. Diss. med. vet. 2010. Ludwig-Maximilians-Universität München.

Zöls S, Ritzmann M, Heinritzi K. Einfluss von Schmerzmitteln bei der Kastration männlicher Ferkel. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr* 2006; 119: 193-196.

Zöls S. Möglichkeiten der Schmerzreduzierung bei der Kastration männlicher Saugferkel. Diss. med. vet. 2006. Ludwig-Maximilians-Universität München.

XII. DANKSAGUNG

An erster Stelle möchte ich mich ganz herzlich bei Professor Dr. Mathias Ritzmann für die Bereitstellung dieses aktuellen und sehr interessanten Themas und die außerordentlich gute Betreuung bedanken. Deiner freundlichen und umsichtigen Art verdanken wir die hervorragende und motivierende Arbeitsatmosphäre in der Klinik.

Mein ganz besonderer Dank gilt Dr. Susanne Zöls für die freundschaftliche und sehr kompetente Betreuung. Du hast mich während meiner gesamten Zeit an der Klinik großartig unterstützt und hattest immer ein offenes Ohr für all die kleinen und großen Herausforderungen. Ebenso möchte ich mich ganz besonders bei Dr. Sophie Gumbert für die stetige Motivation, die zahlreichen Korrekturen und die hervorragende Unterstützung bedanken. Dem gesamten IsoFer-Team gilt ein riesiges Dankeschön für die sehr gute, produktive und humorvolle Zusammenarbeit. Durch euch haben das Projekt und diese Arbeit viel Spaß gemacht.

Den Mitarbeiterinnen und Mitarbeitern des Ausbildungs- und Versuchszentrums für Schweinehaltung Schwarzenau unter der Leitung von Thomas Schwarzmann danke ich ganz herzlich für die tolle Unterstützung während der Projektstage. Ein weiterer großer Dank geht an Andreas Nüßlein für die Bereitstellung seiner Daten und an Christiane Kniese, die durch ihr Engagement stets einen reibungslosen Ablauf ermöglichte.

Ebenso geht mein Dank an die Mitarbeiterinnen und Mitarbeiter der Landesanstalt für Schweinezucht in Boxberg unter der Leitung von Hansjörg Schrade für die exzellente Mitarbeit während der Projektstage.

Ich möchte mich ganz herzlich bei Dr. Jochen Schulz und Katrin Kempf der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover für die sehr gute Zusammenarbeit und die Bearbeitung der mikrobiologischen Proben bedanken.

Bei allen Kolleginnen und Kollegen der Klinik für Schweine möchte ich mich für die großartige Hilfe während der vielen Ausfahrten bedanken, die gerade durch euch auch an langen Tagen viel Freude gemacht haben. Vielen Dank an Dr. Yury

Zablotski für die Hilfe bei der Statistik, an Dr. Steffanie Senf für die Beratung bei der Formatierung, an Dr. Pauline Deffner für ihren sportlichen Einsatz und an Nora Abendschön für die tolle Hilfe und Zusammenarbeit. Ein großes Dankeschön geht an das gesamte Team für das freundschaftliche Umfeld in der Klinik und die großartige Zeit, die ich immer in guter Erinnerung behalte.

Meinen Freundinnen und Freunden, meinen alten und neuen Mitbewohnerinnen und Mitbewohnern möchte ich für die vielen Aufmunterungen, das große Verständnis und die tollen WG-Abenden bedanken. Ich bin froh euch kennengelernt zu haben.

Von Herzen danke ich meiner tollen Familie für die immerwährende Begleitung in allen Lebenslagen. Ganz besonders danke ich meinen Eltern für die unermüdlichen Korrekturen, liebevolle Aufmunterung und die grenzenlose Unterstützung auf diesem Weg. Ebenso ein riesiges Dankeschön an meine Schwestern Sarah und Simone, dass ihr immer für mich da seid und mich auf diesem Weg jederzeit großartig unterstützt habt. Julius, danke für dein riesiges Verständnis, deine Korrekturhilfe und dass ich mich immer auf dich verlassen kann.