

Untersuchung zur Optimierung der automatisierten Isoflurannarkose für
die Ferkelkastration mit den drei Narkosegeräten PigNap 4.0,
PorcAnest 3000® und Anestacia®

Von Eva-Maria Winner

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

Untersuchung zur Optimierung der automatisierten Isoflurannarkose für
die Ferkelkastration mit den drei Narkosegeräten PigNap 4.0,
PorcAnest 3000® und Anestacia®

von Eva-Maria Winner
aus Landshut

München 2023

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, 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: Prof. Dr. Andrea Fischer

Tag der Promotion: 11.02.2023

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 der Dissertationsschrift enthalten:

Implementation of piglet castration under inhalation anaesthesia on farrowing farms

Eva-Maria Winner, Marina Beisl, Sophie Gumbert, Helena Härtel, Jennifer Kaiser, Anja Wernecke, Steffanie Senf, Yury Zablotski, Mathias Ritzmann, Susanne Zöls

Porcine Health Management 8, (20) 2022, <https://doi.org/10.1186/s40813-022-00263-0>

Received: 21 December 2021, Accepted: 26 April 2022, Published 17 May 2022

Meiner Familie Mathias, Frieda & Rosa

Meiner Mama, meinem Bruder

INHALTSVERZEICHNIS

I.	EINLEITUNG	1
II.	LITERATURÜBERSICHT	3
1.	Rechtlicher Hintergrund der Ferkelkastration.....	3
2.	Chirurgische Kastration männlicher Ferkel	4
2.1.	Allgemeinanästhesie.....	5
2.2.	Anwendung eines Analgetikums	6
2.3.	Lokalanästhesie	6
2.4.	Injektionsanästhesie	7
2.5.	Inhalationsanästhesie	9
2.6.	Anwendung der automatisierten Isoflurannarkose	10
3.	Isofluran.....	11
3.1.	Pharmakokinetik.....	11
3.2.	Pharmakodynamik	11
3.3.	Isofluranexpositon	13
4.	Isofluran Narkosegeräte	14
4.1.	Überblick Narkosegeräte.....	14
4.2.	PorcAnest 3000®.....	16
4.3.	PigNap 4.0	17
4.4.	Anestacia®	17
4.5.	PigletSnoozer	18
4.6.	MS PigSleeper	19
III.	ERWEITERTE METHODENBESCHREIBUNG	20
1.	Ziel der vorliegenden Studie	20
2.	Versuchsdurchführung	20
2.1.	Versuchsaufbau und Betriebe	21
2.2.	Narkosegeräte	25
2.2.1.	Narkosetiefe	25
2.2.2.	Narkosezwischenfälle und Ferkelverluste	26
2.2.3.	Arbeitszeit.....	26
2.2.4.	Isofluranverbrauch	27

2.2.5.	Isoflurankonzentration am Arbeitsplatz.....	28
2.2.6.	Mikrobiologische Untersuchung	29
3.	Statistische Auswertung	30
IV .	PUBLIZIERTE STUDIENERGEBNISSE.....	32
V.	ERWEITERTE DISKUSSION	67
1.	Funktion Narkosegeräte	67
2.	Narkosetiefe.....	69
3.	Narkosezwischenfälle und Ferkelverluste.....	74
4.	Arbeitszeit	76
5.	Isofluranverbrauch	77
6.	Isoflurankonzentration am Arbeitsplatz.....	78
VI.	ZUSAMMENFASSUNG	81
VII.	SUMMARY	83
VIII.	TABELLENVERZEICHNIS	85
IX.	ABBILDUNGSVERZEICHNIS.....	87
X.	LITERATURVERZEICHNIS	89
XI.	ANHANG.....	99
XII.	DANKSAGUNG.....	105

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

AF	Anaesthetic-free, betäubungsloser Durchgang
AGW	Arbeitsplatzgrenzwert
AN	Anestacia® Gerät
BfGA	Beratungsgesellschaft für Arbeits- und Gesundheitsschutz mbH
BLE	Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung
BMEL	Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft
CFS	Clinic for swine
COX	Cyclooxygenasen
DG	Durchgang
DLG	Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft
E. coli	Escherichia coli
ESBL	Extended Spectrum β -Lactamase
FerkBetSachkV	Ferkelbetäubungssachkundeverordnung
GKZ	Gesamtkeimzahl
IA	Isoflurane-anaesthesia
i. m.	intramuskulär
IFA	Institut für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung
ITTN	Institut für Tierhygiene, Tierschutz und Nutztierethologie
KFS	Klinik für Schweine
LA	Lokalanästhesie
MAC	Minimale alveoläre Konzentration
max	Maximum
mg/m ³	Milligramm/Kubikmeter
min	Minimum
Min.	Minuten
MRSA	methicillinresistente Staphylococcus aureus

MW	Mittelwert
n	Anzahl
NSAID	Nichtsteroidales Antiphlogistikum
OR	Odds Ratio
O ₂	molekularer Sauerstoff
p	Signifikanzwert
PBS	phosphatgepufferte Salzlösung (phosphate buffered saline)
PN	PigNap 4.0
PA	PorcAnest 3000®
SD	Standardabweichung (standard deviation)
suva	Schweizerische Unfallversicherung
TierSchG	Tierschutzgesetz
TiHo	Tierärztliche Hochschule Hannover
TÜV	TÜV SÜD AG, Technischer Überwachungsverein
Vol.- %	Volumenprozent
ZKR	Zwischenklauenreflex
ZNS	zentrales Nervensystem

I. EINLEITUNG

In Europa wird seit Jahren kontrovers über das Thema der betäubungslosen Kastration von männlichen Saugferkeln diskutiert. Aufgrund des wachsenden Interesses der Gesellschaft am Tierschutz, mussten auch in Deutschland wichtige politische Entscheidungen hinsichtlich dieses Themas getroffen werden. Nach einer längeren Übergangsfrist trat am 01. Januar 2021 das Verbot der betäubungslosen Kastration von Saugferkeln in Kraft (TierSchG). Demnach stehen dieser Methodik als mögliche Alternativen die Mästung oder Impfung (Immunokastration) von Jungebern und die chirurgische Kastration unter Narkose gegenüber (BMEL, 2020; GÄCKLER et al., 2021). Derzeit erfüllen zwei Narkoseverfahren der Ferkelkastration die gesetzlichen Anforderungen des deutschen Tierschutzgesetzes (TierSchG); zum einen die Injektionsnarkose mit Ketamin und Azaperon, die von einem:einer Tierarzt:in durchgeführt wird und zum anderen die Inhalationsnarkose mit Isofluran, die unter bestimmten Voraussetzungen von den Landwirt:innen oder anderen sachkundigen Personen selbst durchgeführt werden kann (BMEL, 2020). Im Statistischen Bundesamt sind im Jahr 2022 rund 7000 Zuchtsauenbetriebe gelistet (DESTATIS, 2020). Wovon insgesamt 2685 Landwirt:innen eine staatliche Förderung für ihr:ihre Narkosegeräte erhielten (DESTATIS, 2020; GÄCKLER et al., 2021). Demnach kastrieren rund 40 % aller Sauenhaltenden Betriebe in Deutschland ihre Ferkel unter Isoflurannarkose. Dafür stehen in Deutschland derzeit diverse Narkosegeräte von verschiedenen Hersteller:innen zur Verfügung, diese wurden im Jahr 2020 durch die Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft (DLG) zertifiziert (DLG, 2020a). In der Schweiz werden bereits seit 2010 routinemäßig Ferkel mittels Isoflurannarkose kastriert (ENZ et al., 2013). Ebenso war dieses Verfahren auch durch den: die Tierärzt:in auf einigen deutschen Bio-Betrieben etabliert. Darauf basierend und mit dem Ziel eine tiergerechte, effektive und sicher automatisierte Isoflurannarkose in der Breite der Ferkelerzeugerbetriebe zu implementieren, entstand das Projekt „IsoFer“. Dieses wurde vom Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (BMEL) gefördert und von der Bundesanstalt für Ernährung und Landwirtschaft (BLE) betreut. Die vorliegende Arbeit ist

der zweite Teil des Projektes „IsoFer“, mit dem Ziel drei verschiedene Narkosegeräte auf Ferkelerzeugerbetrieben zu implementieren. Dafür werden Daten hinsichtlich der Narkosetiefe, der Narkosezwischenfälle und der Ferkelsterblichkeit erhoben. Des Weiteren soll der Arbeitsaufwand im Vergleich zur betäubungslosen Kastration und die Isofluranexposition am Arbeitsplatz evaluiert werden.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Rechtlicher Hintergrund der Ferkelkastration

Die rechtlichen Grundlagen für die Durchführung der Kastration männlicher Saugferkel, ist sowohl auf europäischer Ebene als auch auf nationaler Ebene geregelt (RL2008/120/EG; TierSchG). Die Richtlinie 2008/120/EG des europäischen Rates vom 18. Dezember 2008 über die Mindestanforderung zum Schutz des Schweines besagt, dass „die Kastration männlicher Ferkel nur bis zum siebten Lebenstag und mittels eines anderen Verfahrens als dem Herausreisen der Hoden durch den Landwirt selbst durchgeführt werden darf“ (RL2008/120/EG). In Deutschland wurde diese Richtlinie im Mai 2006 durch das Tierschutzgesetz (TierSchG) in nationales Recht umgewandelt. In § 5 Absatz 3 Nummer 1a „Eingriffe an Tieren“ sind die rechtlichen Rahmenbedingungen für die Kastration männlicher Ferkel festgelegt (TierSchG). Mit Änderung des § 5 Absatz 3 Nummer 1a im TierSchG im Jahr 2013, entfiel die Erlaubnis Saugferkel betäubungslos zu kastrieren (TierSchG). Diese bisher tolerierte Methodik steht auch im Widerspruch mit dem Paragraf 1 des deutschen TierSchG, demnach darf „niemand einem Tier ohne vernünftigen Grund, Schmerzen, Leiden oder Schäden zufügen“ (TierSchG). Darüber hinaus müssen Landwirt:innen innerhalb des QS-Systems seit dem 01. April 2009 ein Analgetikum vor Durchführung der Kastration anwenden (QS, 2022). Letztlich trat nach wiederholter Verlängerung der Übergangsfrist im Januar 2020 die Ferkelbetäubungssachkundeverordnung (FerkBetSachkV) in Kraft und im darauffolgenden Jahr das Verbot der betäubungslosen Ferkelkastration (TierSchG; FerkBetSachkV). Diese regelt die Kastration von unter acht Tage alten männlichen Ferkeln und zugleich erlaubt diese sachkundigen Personen die Betäubung mittels Isofluran Inhalationsnarkose ohne Anwesenheit des:der Tierärzt:innen durchzuführen (FerkBetSachkV). Hierfür ist die Teilnahme an einer zwölfstündigen Schulung Pflicht, in welcher theoretische Grundlagen im Hinblick auf die Durchführung der Kastration mittels Isoflurannarkose vermittelt werden (FerkBetSachkV). Anschließend ist eine theoretische Prüfung in mündlicher und schriftlich

Form abzulegen. Dem folgt eine Praxisphase unter Aufsicht eines:einer Tierärzt:in und endet mit dem erfolgreichen Bestehen einer praktischen Prüfung unter Aufsicht eines:einer externen Prüfer:in (FerkBetSachkV). Daraufhin erhalten die teilnehmenden Personen einen Sachkundenachweis, dieser ist innerhalb von drei Jahren nach erstmaliger Ausstellung und nachfolgend alle fünf Jahre aufzufrischen (FerkBetSachkV). Eine weitere Voraussetzung für die selbstständige Durchführung der Ferkelkastration mittels Isofluranarkose ist die Benutzung eines geeigneten Narkosegerätes (FerkBetSachkV). Im Jahr 2018 erfolgte durch das Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit die Zulassung des Narkosemittels „Isofluran Baxter vet, 1000 mg/g“ (Firma Baxter, Unterschleißheim, Deutschland) (BVL, 2018) für die Kastration von unter acht Tage alten Ferkeln (BVL, 2018). Fortan steht den Landwirt:innen ein geeignetes Anästhetikum zur Verfügung.

2. Chirurgische Kastration männlicher Ferkel

Vor dem Verbot im Jahr 2021 wurde die chirurgische Kastration routinemäßig von den Landwirt:innen durchgeführt. Dazu wurden die Ferkel entweder zwischen den Knien eingeklemmt oder in speziellen Vorrichtungen fixiert und kastriert (PLONAIT, 2004). Nach Überprüfung des Allgemeinbefindens und der normalanatomischen Lage der Hoden, kann mit der unbedeckten Kastration begonnen werden (HEINRITZI, 2006a). Dazu wird das Skrotum von Schmutz befreit und anschließend mit einem geeigneten Desinfektionsmittel besprüht (PLONAIT, 2004). Die Hoden werden mit einer Hand nach kaudal gedrückt und mit einem bis ins Hodengewebe geführten Schnitt unter gleichzeitiger Eröffnung des *Processus vaginalis* entwickelt (HEINRITZI, 2006a). Dafür stehen dem:der Kastrierenden verschiedene Möglichkeiten der Schnittführung zur Verfügung (PLONAIT, 2004). Sowohl das Freilegen der Hoden mit zwei parallelen Schnitten zur *Raphe Scroti* als auch das gleichzeitige Eröffnen beider Hodensäcke mit einem querverlaufenden Schnitt findet praktische Anwendung (PLONAIT, 2004; HEINRITZI, 2006a). Anschließend wird der Hoden vorverlagert und auf Höhe des Samenstrangs mit einem Skalpell oder einem Emaskulator abgesetzt (PLONAIT, 2004; HEINRITZI, 2006a).

Die offene Wunde wird mit einem geeigneten und zugelassenem Wunddesinfektionsmittel behandelt und die Ferkel zur Muttersau zurückgesetzt (PLONAIT, 2004; HEINRITZI, 2006a; PRUNIER et al., 2006).

2.1. Allgemeinanästhesie

Per definitionem ist das „Ziel einer Anästhesie (Unempfindlichkeit) die reversible Ausschaltung von Empfindungs- und Sinneswahrnehmungen“ (AMMER & POTSCHKA, 2016). „Durch ein Anästhetika kann ein bedingter Zustand der Bewusstlosigkeit (Hypnose), der Muskeler schlaffung (Relaxation) und der reduzierten Schmerzempfindung (Analgesie) ausgelöst werden“ (ERHARDT et al., 2012a). Die Inhalationsnarkose und die Injektionsnarkose gehören zu den „klassischen“ Narkotika und je nach Art des Narkotikums und der Dosisstärke, kann ein entsprechendes Narkosestadium erreicht werden (AMMER & POTSCHKA, 2016). Diese Stadien lassen sich nach GUEDEL (1937) folgendermaßen einteilen: Stadium I das „Analgesi stadium“, in welchem das Bewusstsein bereits gedämpft aber noch nicht vollständig ausgeschaltet wird. Diesem folgt das II Stadium, es wird Exzitationsstadium genannt, gekennzeichnet ist dieses durch starke Erregungserscheinungen und Bewusstseinsverlust (GUEDEL, 1937). Ziel im Rahmen der Narkose wäre es, den Patienten sofort von Stadium I in das gewünschte Toleranzstadium (Stadium III) zu transferieren (AMMER & POTSCHKA, 2016). Bei weiterer Vertiefung der Narkose, wird das Asphyxiestadium (IV) erreicht, hier kann es zur Lähmung des Atemzentrums und zu einem unerwünschten Atemstillstand kommen (LÖSCHER, 2014; AMMER & POTSCHKA, 2016). Lässt die Wirkungs-dosis nach, bedeutet dies das Ende der Narkose, daraufhin werden die Narkosestadien rückwärts durchlaufen (AMMER & POTSCHKA, 2016). Je nach Tierart kann die Dauer des Aufwachprozesses und des Nachschlafs unterschiedlich lang sein (AMMER & POTSCHKA, 2016).

2.2. Anwendung eines Analgetikums

Laut Definition „sind Analgetika schmerzstillende Arzneimittel. Sie unterdrücken die Schmerzempfindung, indem sie mit der Aktivierung von Schmerzrezeptoren, der Transmission von Schmerzimpulsen und der Schmerzverarbeitung in Rückenmark und Gehirn interferieren“ (AMMER & POTSCHKA, 2016). Seit 2009 ist die Verwendung eines Analgetikums zur postoperativen Schmerzlinderung nach der Kastration für alle Mitglieder:innen die am Programm der QS-Qualitäts- und Sicherheit GmbH teilnehmen, verpflichtend (NIENHOFF et al., 2016; QS, 2022). Dafür werden Schmerzmittel aus der Gruppe der Nichtsteroidale Antiphlogistika (NSAID) verwendet (VETIDATA, 2022). Diese sind vor allem für die Wundheilungsphase geeignet und auch wirksam (WALDMANN et al., 2018). NSAIDs hemmen die Cyclooxygenasen (COX) 1 und 2, wobei bei selektiven COX-2-Hemmern auftretende Nebenwirkungen deutlich reduziert sind (LÖSCHER, 2014). Aus der Gruppe der NSAIDs eignet sich beispielsweise Meloxicam 0,4 mg/kg (Metacam® 5 mg/ml i.m., Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH, Ingelheim/Rhein i.m), dessen Wirkung auf einer selektiven COX-2-Hemmung beruht (VETIDATA, 2022). Untersuchungen von ZÖLS et al. (2006) zeigen, dass bei präoperativer Meloxicam-Gabe, nach der Kastration nur ein sehr geringer Anstieg des Kortisolspiegels nachweisbar ist. In obengenannter Studie wurde der Anstieg des Kortisolspiegels mit einem Schmerzempfinden assoziiert, dabei zeigen die Tiere unter Anwendung eines Analgetikums, deutlich verringerte postoperative Schmerzen auf, als jene Tiere ohne Schmerzmittelgabe (SCOLLO et al., 2021b). Durch seine geringen Nebenwirkungen hat es sich als gut wirksames Analgetikum erwiesen (ERHARDT et al., 2012b).

2.3. Lokalanästhesie

Anders als die Allgemeinanästhesie ist das „Ziel der Lokalanästhesie, die örtlich begrenzte Schmerzausschaltung ohne Beeinträchtigung des Bewusstseins“ (RICHTER, 2016). Lokalanästhetika binden an spannungsabhängige Natrium-Kanäle in den Nervenzellmembranen und blockieren damit den Einstrom von Natriumionen, wodurch die Depolarisation an den Nervenzellmembranen gehemmt und die

Weiterleitung von Aktionspotenzialen am Wirkungsort unterdrückt wird (RICHTER, 2016). Sie lassen sich anhand ihrer aromatischen Gruppe unterscheiden, diese kann entweder mit der Zwischenkette über eine Esterbindung oder über eine Amidgruppe verbunden sein (RICHTER, 2016). Daraus ergeben sich die Lokalanästhetika (LA) vom Ester-Typ und LA vom Amid-Typ (TACKE et al., 2012). Die Wirkdauer eines Lokalanästhetikums, ist auf die Art der Metabolisierung zurückzuführen (AMMER & POTSCHKA, 2016). Lokalanästhetika vom Ester-Typ werden bereits am Applikationsort und nach Resorption durch Esterasen inaktiviert und renal ausgeschieden, wohingegen die Metabolisierung von Lokalanästhetika vom Amid-Typ in der Leber stattfindet (RICHTER, 2016). So wirken die LA vom Amid-Typ in der Regel länger als die vom Ester-Typ (RICHTER, 2016). In der Veterinärmedizin sind die wichtigsten Vertreter Procain und Lidocain (RICHTER, 2016). In Deutschland ist derzeit nur das Procain für Lebensmittelliefernde Tiere inklusive dem Schwein zugelassen (RICHTER, 2016). Im Hinblick auf die Anwendung eines LA für die Saugferkelkastration wird das Lokalanästhetikum in den Samenstrang (intrafunikulär) oder den Hoden (intratestikulär) und/oder unter die Haut (subkutan) im Skrotalbereich appliziert (LEIDIG et al., 2009; WALDMANN et al., 2018; RAUH et al., 2019).

In Norwegen, Schweden und Dänemark wird dies bereits routinemäßig durchgeführt (DE BRIYNE et al., 2016; SKADE et al., 2021). So dürfen hier die Landwirt:innen nach entsprechender Schulung, die Lokalanästhesie zur Ferkelkastration selbstständig durchführen (DE BRIYNE et al., 2016; SKADE et al., 2021). Obwohl die Lokalanästhesie einen geringen apparativen Aufwand darstellt, weisen dennoch einige Studien auf eine unzureichende Schmerzausschaltung hin (LEIDIG et al., 2009; KLUIVERS-POODT et al., 2012; WALDMANN et al., 2018; RAUH et al., 2019; SCHWENNEN et al., 2020; ABENDSCHÖN, 2021).

2.4. Injektionsanästhesie

Derzeit ist in Deutschland für die Injektionsanästhesie beim Schwein nur die Wirkstoffkombination aus Ketamin und Azaperon zugelassen (VETIDATA, 2022). Zudem darf das Narkosemittel laut § 5 TierSchG nur durch Tierärzt:innen verabreicht werden (TierSchG). Die meisten

Injektionsanästhetika werden parenteral verabreicht und sind im Gegensatz zur Inhalationsnarkose weniger gut steuerbar (AMMER & POTSCHKA, 2016). Ketamin ist aus der Gruppe der Phencyclidine und inhibiert als nicht kompetitiver Antagonist den NMDA-Rezeptor (N-Methyl D-Aspartat Typ) (AMMER & POTSCHKA, 2016; LARSEN, 2022). Zusätzlich induziert es eine dissoziative Anästhesie; es regt das Retikulum-aktivierende System an, gleichzeitig dämpft es das thalamokortikale System (ERHARDT et al., 2012a). Obwohl Ketamin die Schmerzempfindung reduziert, vor allem somatische Schmerzen, ist bei Eingriffen mit Indikation von viszeralen Schmerzen immer eine Kombination mit anderen Analgetika zu empfehlen (AMMER & POTSCHKA, 2016). Die Wirkung setzt nach i.m Injektion nach drei bis zehn Minuten ein und die Wirkdauer beträgt 15 bis 45 Minuten (LÖSCHER, 2014). Zusammen mit dem Wirkstoff Azaperon wirken sie synergistisch und bilden eine sogenannte Neuroleptanalgesie (ERHARDT et al., 2012a). Azaperon stammt aus der Gruppe der Butyrophenone und wird beim Schwein als Sedativum eingesetzt, dessen Wirkung nach ca. fünf bis zehn Minuten eintritt und etwa ein bis drei Stunden anhält (AMMER & POTSCHKA, 2016). Eine bereits 2006 angelegte Dosis-Wirkungs-Studie zur Ketamin/ Azaperon-Allgemeinanästhesie von LAHRMANN (2006), zeigte bei einer Dosis von 25mg/kg Ketamin (i.m.) und 2 mg/kg Azaperon (i.m.), dass bei 85 % der Saugferkel eine chirurgische Toleranz erreicht werden konnte (LAHRMANN, 2006). Obwohl die Injektionsnarkose eine gute Alternative zur betäubungslosen Kastration darstellt, darf sowohl die lange Nachschlafphase von mehreren Stunden als auch die längere Trennung der Ferkel von der Muttersau und die dadurch versäumten Milchmahlzeiten nicht vernachlässigt werden (LAHRMANN, 2006; LÖSCHER, 2014; BALDINGER et al., 2017a; WALDMANN et al., 2018). Zudem steigt auch das Risiko für Ferkelverluste durch Erdrücken und auch das Risiko für eine Unterkühlung der Saugferkel muss beachtet werden (KMIEC, 2005; BALDINGER et al., 2017b). Zusätzlich ist die Kastration mittels Injektionsverfahren derzeit eine der teuersten Alternativen zur betäubungslosen Kastration, wodurch es möglicherweise kaum Anwendung findet (WALDMANN et al., 2018; VERHAAGH & DEBLITZ, 2019).

2.5. Inhalationsanästhesie

Die Aufnahme von Inhalationsanästhetika erfolgt über die Lungen (LARSEN, 2022). Von dort wird es über den Blutstrom verteilt und entfaltet eine dämpfende Wirkung im Gehirn, dem Hauptwirkort von Inhalationsnarkotika (LARSEN, 2022). Bei Unterbrechung der Narkosezufuhr, erfolgt die Ausleitung des Inhalationsanästhetikums in rückläufiger Abfolge (ERHARDT et al., 2012a; LARSEN, 2022). Zu den volatilen Anästhetika gehören Isofluran, Sevofluran und Desfluran. Diese liegen bei Raumtemperatur in flüssigem Zustand vor, weshalb sie mithilfe von speziellen Verdampfern in den gasförmigen Zustand überführt werden müssen (LARSEN, 2022). In welchem Aggregatzustand ein Inhalationsnarkotikum vorliegt, ist abhängig vom jeweiligen Siedepunkt (LARSEN, 2022). Ebenso hängt die An- und Abflutungsgeschwindigkeit eines Inhalationsnarkotikums von den physikochemischen Eigenschaften der einzelnen Narkotika ab (AMMER & POTSCHKA, 2016). Zudem weisen Inhalationsnarkotika eine gute Hypnose und Muskelrelaxation auf, jedoch wirken sie nur schwach analgetisch (ERHARDT et al., 2012a). Ein großer Vorteil der Inhalationsanästhesie gegenüber der Injektionsanästhesie ist die kurze Nachschlafphase von wenigen Minuten (WALKER et al., 2004; ENZ et al., 2013; HÄRTEL, 2021). Gleichzeitig lässt sich die Narkosetiefe gut über die Konzentration oder den Partialdruck im Inspirationsgemisch regulieren (AMMER & POTSCHKA, 2016). Grundsätzlich muss bei der Anwendung halogenierter Inhalationsnarkotika auf die Sensibilisierung des Herzens gegenüber Katecholaminen und anderen Beta-sympathomimetisch wirkende Stoffe geachtet werden (AMMER & POTSCHKA, 2016). Eine wichtige Voraussetzung für die Durchführung der Saugferkelkastration mittels Isofluran Inhalationsanästhesie, war die Zulassung des Wirkstoffs Isofluran (Isofluran Baxter vet, 1000 mg/g, Baxter Deutschland GmbH, Unterschleißheim) für das Schwein im Jahr 2018 (BVL, 2018; GELBE LISTE, 2022).

2.6. Anwendung der automatisierten Isoflurannarkose

Seit dem 01.01.2021 dürfen sachkundige Personen die Ferkelkastration mittels Isoflurannarkose, ohne tierärztliche Aufsicht durchführen (FerkBetSachkV). Eine DLG-Expertenkommission überprüfte und zertifizierte 2020 sieben Gerätevarianten (DLG, 2020b). Der Aufbau der einzelnen Gerätetypen unterscheidet sich nicht wesentlich voneinander. Die herkömmlichen Narkosegeräte verfügen über drei bzw. vier Ferkelschalen, Narkosemasken und einen Verdampfer, dieser ist wahlweise mit einer integrierten Heizung verfügbar (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b, 2020a, 2020e). Im Verdampfer mischt sich das Narkotikum mit der Umgebungsluft bzw. medizinischem Sauerstoff und gelangt von dort aus mit leichtem Überdruck in die Masken. Dieser wird von einem Kompressor oder einer Sauerstoffdruckflasche erzeugt (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b, 2020e; PROMATEC, 2020). Die Ferkel atmen das Narkosegasgemisch mit dem festgestellten 5 Vol.- % Isofluran über die vorgesehenen Masken für mindestens 70 bis 90 Sekunden ein. Anschließend erfolgt die chirurgische Ferkelkastration unter automatisierter Isoflurannarkose (BEG, 2020; GDO, 2020; PROMATEC, 2020). Im Vergleich zur Injektionsnarkose, können die Ferkeln nach Abflutung der Narkose und einer kurzer Beobachtungs- und Nachschlafphase wieder zur Muttersau zurückgesetzt werden (WALDMANN et al., 2018; HÄRTEL, 2021). Dadurch sinkt das Risiko für verpasste Milchmahlzeiten und auch die Gefahr für das Erleiden einer Hypothermie wird reduziert (WALKER et al., 2004; BALDINGER et al., 2017b; WALDMANN et al., 2018).

3. Isofluran

Das volatile Anästhetikum Isofluran ist ein halogener Ether und ein Strukturisomer von Enfluran (ERHARDT et al., 2012a; LARSEN, 2022). Der Siedepunkt von Isofluran beträgt 48,5°C, weshalb das Anästhetikum bei Raumtemperatur als Flüssigkeit vorliegt (ERHARDT et al., 2012a). Isofluran weist ein klares, farbloses Aussehen auf und ist nicht brennbar (LARSEN, 2022). Außerdem ist es stabil gegenüber Atemkalk und UV-Licht, dadurch benötigt es weder einen Stabilisator noch ein Konservierungsmittel (ERHARDT et al., 2012b). Zudem reagiert es nicht mit metallischen Verbindungen, allerdings löst es sich in Gummi (LARSEN, 2022).

3.1. Pharmakokinetik

Isofluran, Sevofluran und Desfluran sind in Deutschland die gängigsten Inhalationsanästhetika, davon weist Isofluran den niedrigsten Blut/Gas Verteilungskoeffizienten auf, dieser beträgt 1,46 (LARSEN, 2022). Dieser begünstigt zum einen die rasche Anflutung im Gehirn (LARSEN, 2022) und zum anderen verbessert sich dadurch die Steuerbarkeit von Isofluran (ENGELHARD & WERNER, 2017). Die Elimination des Anästhetikums erfolgt zu 99,8 % pulmonal über die Lungen, nur 0,2 % werden in der Leber metabolisiert (AMMER & POTSCHKA, 2016). Isofluran erreicht seine maximale Dampfkonzentration von 31,5 % bei 20°C Raumtemperatur (ERHARDT et al., 2012a; LARSEN, 2022).

3.2. Pharmakodynamik

Kardiovaskuläre Wirkung: Wie alle Inhalationsanästhetika wirkt auch Isofluran schwach negativ inotrop. Aus diesem Grund ist der auftretende Blutdruckabfall auf die Senkung des peripheren Gefäßwiderstandes durch die Dilatation der Arteriolen zurückzuführen (ENGELHARD & WERNER, 2017).

Respiratorische Wirkung: Dosisabhängig wirkt Isofluran atemdepressiv, folglich nimmt das Atemzugvolumen und das Atemminutenvolumen ab, die Atemfrequenz steigt an (LARSEN, 2022). Darüber hinaus wirkt es bronchodilatierend und schwächt die reflektorische pulmonale Vasokonstriktion ab (ENGELHARD & WERNER, 2017). Des Weiteren reizt

es die Schleimhaut im Atmungstrakt, dies wiederum hat eine vermehrte Salivation zur Folge (ERHARDT et al., 2012a).

Neuromuskuläre Wirkung: Isofluran sorgt für eine gute Relaxierung der Skelettmuskulatur (AMMER & POTSCHKA, 2016). Zudem sind sogar intraabdominale Eingriffe nach entsprechender Dosierung ohne zusätzliche Muskelrelaxierung möglich (LARSEN, 2022).

Zentralnervöse Wirkung: Isofluran wirkt auf das ZNS dämpfend aber nur schwach analgetisch (ERHARDT et al., 2012a). Im Gegensatz zu Halothan, bewirkt es eine ausreichende Muskelrelaxation und verursacht keine zentrale Erregung in Form von Muskelzuckungen (LÖSCHER, 2014).

Renale Wirkung: Obwohl es beim Abbau von Isofluran zum Entstehen von nephrotoxischen Fluoridionen kommen kann, die mit einer potenziellen Nephro- bzw. Hepatotoxizität assoziiert sind, ist aufgrund der geringen Metabolisierungsrate keine renale Dysfunktion zu erwarten (AMMER & POTSCHKA, 2016; ENGELHARD & WERNER, 2017; LOSCAR et al., 2019). Dennoch kann es zur Abnahme der Nierendurchblutung, der glomerulären Filtrationsrate und einer verminderten Urinausscheidung kommen (LARSEN, 2022).

Hepatische Wirkung: Dem Isofluran sind keine leberschädigenden Eigenschaften zuzuschreiben, auch wird das Risiko für eine Hepatotoxizität als gering eingestuft (ERHARDT et al., 2012b; ENGELHARD & WERNER, 2017).

Sonstige Organwirkungen: Isofluran sensibilisiert das Herz gegenüber der Wirkung von Katecholaminen und andern Beta-1-mimetischen Substanzen (AMMER & POTSCHKA, 2016). Aufgrund seiner blutdrucksenkenden Wirkung kommt es gelegentlich zu einer kompensatorischen Tachykardie (ERHARDT et al., 2012b; LARSEN, 2022). Isofluran ist laut (LARSEN, 2022) weder leber- oder nephrotoxisch noch karzinogen oder mutagen wirksam. Dennoch kann es zur Atemdepression kommen und zugleich kann der leicht stechende, ätherartige Geruch Husten auslösen (LARSEN, 2022). Darüber hinaus konnte bis jetzt noch nicht abschließend geklärt werden, ob es für den menschlichen Embryo teratogen ist, deshalb muss eine intensive Risiko-Nutzen Abwägung erfolgen (ENGELHARD & WERNER,

2017). Zu beachten ist, dass es unter Verwendung halogenierter Inhalationsnarkosen, insbesondere bei Schweinen, Hunden und Menschen, zu einer malignen Hyperthermie kommen (AMMER & POTSCHKA, 2016).

3.3. Isofluranexposition

Wie alle volatilen Inhalationsanästhetika gehört auch Isofluran zu den Gefahrenstoffen, wodurch es nach erhöhter Konzentration zu Kopfschmerzen, frühzeitigen Ermüdungserscheinungen, Konzentrationsstörungen und Schleimhautreizungen kommen kann (DGUV, 2021). Zusätzlich muss davon ausgegangen werden, dass es bei Schwangeren zu einer Beeinträchtigung der Frucht kommt bzw. das Kind im Mutterleib geschädigt werden kann (DGUV, 2021). In Deutschland gibt es derzeit keinen vorgeschriebenen Arbeitsplatzgrenzwert (AGW) (DGUV, 2021). Die Beratungsgesellschaft für Arbeits- und Gesundheitsschutz definiert den Arbeitsplatzgrenzwert als „Grenzwert für eine zeitlich gewichtete durchschnittliche Konzentration eines Stoffes in der Luft am Arbeitsplatz“ (BFGA, 2022). Laut BFGA (2022) gibt dieser Wert an, ab welcher Konzentration eines Stoffes mit akuten oder chronisch schädlichen Auswirkungen auf die Gesundheit der Beschäftigten zu rechnen ist (BFGA, 2022). Aufgrund des fehlendes AGWs orientiert man sich häufig am international niedrigsten Grenzwert von 15 mg/m³ aus Ontario (Kanada) und Israel (IFA, 2022). Abgesehen von der Arbeitssicherheit, hat die Isofluranexposition auch Auswirkungen auf die Umwelt. Isofluran trägt unmittelbar zur Zerstörung des Ozonloches und somit zum Treibhauseffekt bei (KUPPER & SPRING, 2008). Im Hinblick auf die Ferkelkastration besteht im Umgang mit Inhalationsanästhetika ein inhalatives Gefährdungspotenzial und somit die Pflicht das Gefahrenpotential zu minimieren (DGUV, 2021). Zudem ist der verantwortungsvolle Umgang mit dem Anästhetikum und der Einsatz von einwandfrei funktionsfähigen Geräten unabdingbar, um eine unnötige Isofluranexposition in der Umgebungsluft vorzubeugen (ENZ et al., 2013; DGUV, 2021).

4. Isofluran Narkosegeräte

4.1. Überblick Narkosegeräte

In Deutschland sind derzeit diverse Gerätevarianten von verschiedenen Hersteller:innen erhältlich, diese werden im folgendem Kapitel näher beschrieben (DLG, 2020a). Das Grundgerüst der verschiedenen Geräte ist ähnlich. Diese besitzen ein fahrbares Stahlgestell mit drei bzw. vier Operationseinheiten, Ferkelhalterungen, Narkosemasken und einen Verdampfer, dieser ist optional mit einer integrierten Heizung erhältlich (DLG, 2020a). Das flüssige Anästhetikum Isofluran wird in den Verdampfer eingefüllt, dort mischt es sich mit dem Trägergas (Raumluft bzw. medizinischer Sauerstoff) (BEG, 2020). Das Narkosegasgemisch wird mit dem festeingestellten 5 Vol.- % Isofluran + Trägergas mithilfe eines Kompressors bzw. einer Elektropumpe oder einer Sauerstoffdruckflasche, mit leichtem Überdruck an die Masken abgegeben (BEG, 2020; GDO, 2020; PROMATEC, 2020). Die Einleitungszeit beträgt je nach Gerät zwischen 70 bis 90 Sekunden (BEG, 2020; GDO, 2020; PROMATEC, 2020). Spezielle Aktivkohlefilter absorbieren das überschüssige Narkosegas, welches von den Operationseinheiten ausgeleitet wird (DLG, 2020a).



Abbildung 1: zertifizierte Narkosegeräte durch die DLG. PigNap 4.0. (a), Anestacia® (b), PorcAnest 3000® (c), PigletSnoozer (d), MSPigSleeper (e). (Bilder Copyright DLG: © 2020 DLG (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d, 2020c, 2020b, 2020a, 2020e)).

4.2. PorcAnest 3000®

Das Gerät PorcAnest 3000® (Fa. Promatec Automation AG, Dornedingen, Schweiz) verfügt über drei Operationseinheiten und einen Verdampfer mit integrierter Heizung (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Zudem besitzt das Gerät über ein Filterüberwachungssystem mit einer elektronischen Schnüffelnase, die die Sättigung des Filters misst. Bei entsprechendem Füllstand wird ein Filterwechsel angezeigt (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Die Ferkelschalen sind aus Edelstahl gefertigt und mit einer Liegefläche aus Schaumstoff ausgekleidet. Diese sind in drei unterschiedlichen Größen erhältlich (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Zum Einfüllen und Ablassen des Isoflurans wird das Originalgebinde an der Einfüllvorrichtung des Verdampfers angebracht und verbleibt während des gesamten Kastrationsvorgangs, dadurch ist eine stetige Versorgung mit Isofluran möglich (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Mithilfe eines Kompressors wird das Narkosegasgemisch (5 Vol.-% Isofluran und Umgebungsluft als Trägergas) mit konstantem Volumenstrom an die Masken geleitet (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Anschließend beginnt die 10 bis 25-minütige Aufwärmphase des Gerätes (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Zur Aktivierung der Masken werden diese für 30 Sekunden nach Innen gedrückt, dadurch werden diese vollständig geflutet (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Die Ferkel werden bäuchlings in die Vorrichtungen eingespannt und befestigt und in Richtung Maske vorgeschoben, die Rüsselscheibe löst den Einstrom des Narkosegasgemisches aus (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Die Einleitungszeit von 90 Sekunden beginnt, nach Ablauf von 70 Sekunden und anhand des Zwischenklauenreflexes (ZKR) wird die Narkosetiefe beurteilt und bei ausreichender chirurgischer Toleranz, kastriert. Ist der ZKR nach entsprechender Einleitung noch auslösbar, muss diese verlängert werden (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b; PROMATEC, 2020). Nach Ablauf der 90 Sekunden muss die Kastration beendet sein, denn die Frischluftzufuhr beginnt (PROMATEC, 2020). Es folgt die Entnahme der Ferkel aus dem Gerät und ein neuer Kastrationszyklus kann beginnen (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b).

4.3. PigNap 4.0

Das PigNap 4.0 (Fa. BEG Schulze Bremer GmbH, Coesfeld) ausgestattet mit vier Ferkelstationen, verfügt über einen Verdampfer mit integrierter Heizung. Die Umgebungsluft wird vorab durch einen speziellen Vorfilter gereinigt (BEG, 2020; DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a). Dieses Gerät verfügt über eine zweifache Restgasabsaugung. Die Hauptabsaugung erfolgt hinter den doppelwandigen Narkosemasken und eine separate Absaugung befindet sich unterhalb jeder der vier Masken (BEG, 2020). Beide Absaugungen führen das überschüssige Narkosegas-Luft-Gemisch in separat Aktivkohlefilter (BEG, 2020; DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a). Die Ferkelschalen bestehen aus transparentem Kunststoff, dies lässt eine hygienische Reinigung zu (BEG, 2020). Das flüssige Isofluran wird mithilfe des mitgelieferten Adapters in den Verdampfer eingefüllt und der Füllstand visuell überprüft werden, bei Bedarf kann es während des Kastrationsvorganges nachgefüllt werden (BEG, 2020). Bei diesem Gerät wird das Narkosegas-Luft-Gemisch nicht mittels Überdrucks in die Ferkelmaske gepresst, sondern mithilfe einer Elektropumpe und im angebrachten Atembeutel bereitgestellt. Durch aktives Einatmen der Ferkel wird es an die Masken geleitet (BEG, 2020; DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a). Die Aufwärmphase des Gerätes beträgt drei Minuten (BEG, 2020). Anschließend werden die Ferkel auf dem Rücken liegend in die Schalen eingespannt und durch Druck der Rüsselscheibe auf den Stempel, das im zentralen Atembeutel vorrätige Narkosegasgemisch je nach Lungenvolumen für 70 Sekunden eingeatmet und ggf. verlängert (BEG, 2020; DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a). Daraufhin folgt die chirurgische Kastration, nach 120 Sekunden nach Einlegen des Ferkels sollte die Narkose beendet sein, ein neuer Kastrationszyklus startet (BEG, 2020; DLG TESTSERVICE GMBH, 2020a).

4.4. Anestacia®

Das Gerät Anestacia® (Fa. GDO Precision Technology GmbH, Eyselshoven, Niederlande) ist sowohl mit drei als auch mit vier Operationseinheiten erhältlich (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e; GDO, 2020). Es existieren zwei Varianten des Gerätes, das Anestacia® O₂-Druckluft und das mit Stallluft arbeitende Anestacia®, welches mit einem Kompressor

ausgestattet ist (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e; GDO, 2020). Die Restgasabsaugung erfolgt über doppelte Masken, diese leiten das überschüssige Gas in zwei parallele Aktivkohlefilter, zudem verfügt das Gerät über eine Abluftsensorenüberwachung (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e; GDO, 2020). Das Isofluran wird auch hier mithilfe des mitgelieferten Adapters in den Verdampfer eingefüllt und bei Bedarf nachgefüllt (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e; GDO, 2020). Die kurze Aufwärmphase des Gerätes beträgt 30 Sekunden, anschließend werden die Ferkel rücklings in die Edelstahl Ferkelschalen eingelegt und befestigt (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e; GDO, 2020). Der Einstrom des Isoflurans wird durch eine Lichtschranke ausgelöst und die Einleitungszeit von 85 Sekunden beginnt (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e; GDO, 2020). Nach 70 Sekunden schaltet sich die grüne LED-Leuchte "Kastration" ein und die voreingestellte Zeit von 15 Sekunden zählt auf null runter, dies führt zum automatischen Abschalten der Narkosegaszufuhr und die Frischluftzufuhr beginnt (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e; GDO, 2020). Die Narkosedauer kann einmalig für alle Operationseinheiten um 30 Sekunden verlängert werden (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e; GDO, 2020).

4.5. PigletSnoozer

Das Gerät PigletSnoozer (Fa. Pro Agri GmbH, Egolzwil, Schweiz) ist mit vier Operationseinheiten ausgestattet (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020c). An der Rückseite der Narkosemasken findet die Restgasabsaugung statt, welche das überschüssige Gas in einen Aktivkohlefilter leitet (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020c). Zusätzlich befindet sich eine Absaugung innerhalb des Gerätes und eine weitere in der Ferkelkiste (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020c). Die Aktivkohlefilter besitzen keine automatische Sättigungsüberwachung. Das Isofluran wird ebenfalls mithilfe des Adapters eingefüllt. Eine Sauerstoffdruckflasche sorgt dafür, dass der Sauerstoff intermittierend aber getrennt vom Isofluran und in unterschiedlicher Dauer und Frequenz zugeführt wird (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020c). Die Ferkel werden auf dem Rücken in die Edelstahl Einheiten eingelegt und fixiert. Durch einen Lichtsensor wird der Narkosefluss für 70 Sekunden ausgelöst (DLG TESTSERVICE GMBH,

2020c). Nun zeigt eine rot blinkende Leuchte „Warten“ an, welche nach Ablauf der Zeit grün „Bereit“ blinkt und im Display „Kastrier“ erscheint und den Start der Kastration signalisiert (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020c). Solange die Leuchte grün blinkt, wird Isofluran stoßweise zugegeben, leuchtet sie dauerhaft grün wird nur noch reiner Sauerstoff zugeführt (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020c). Die einzelnen Stationen können durch Druck auf die Taste „ISO“ um je 10 Sekunden verlängert werden, solange die Leuchte grün blinkt, danach muss die Kastration abgeschlossen sein (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020c).

4.6. MS PigSleeper

Das Gerät MS Pigsleeper (Fa. Schippers GmbH, Kerken) ist sowohl mit drei als auch mit vier Ferkelschalen erhältlich (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d). Auch dieses Gerät arbeitet mit einem Kompressor, um das Narkosegasgemisch aktiv und mit konstantem Volumen in die Narkosemasken zu leiten (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d). Die Restgasabsaugung erfolgt auf der Rückseite der Masken und wird in zwei parallele Aktivkohlefilter geführt. Des Weiteren ist im Boden der Ferkelmasken, am Maskenausgang eine Zusatzabsaugung eingebaut (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d). Die Aktivkohlefilter besitzen keine sensorische Überwachung hinsichtlich des Füllstandes (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d). Die Ferkel werden auf dem Rücken in die Edelstahl Vorrichtungen eingespannt und durch einen Bügel mit einem waagrechten Doppelgummi fixiert. Durch einen Lichtsensor wird der Narkosegasfluss ausgelöst, dadurch beginnt die Einleitungszeit von 70 Sekunden (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d). Für diese Zeit wird im Display rot hinterlegt „Betäubung“ angezeigt, anschließend sieht man in orange hinterlegt „Kastrieren“, für weitere 15 Sekunden zählt der Zähler auf null wonach der Isofluranfluss abgeschaltet wird (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d). Der Wechsel des Displays zu grün erlaubt das Kastrieren für weitere 40 Sekunden, danach muss die Kastration beendet sein (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d). Die Narkosedauer kann für jede Station, während der roten und orangen Phase um 10 Sekunden verlängert werden (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d).

III. ERWEITERTE METHODENBESCHREIBUNG

1. Ziel der vorliegenden Studie

Ziel der vorliegenden Studie war es, die Durchführung der chirurgischen Kastration unter automatisierter Isofluran Inhalationsnarkose mit drei verschiedenen Narkosegeräten auf 15 konventionellen Ferkelerzeugenden Betrieben in Süddeutschland zu implementieren. Dafür wurden Parameter hinsichtlich Narkosetiefe, Narkosezwischenfälle, Ferkelverluste, Arbeitszeit und Arbeitslast, Isofluranverbrauch der einzelnen Geräte und die Isofluranexposition in der Umgebungsluft evaluiert. Diese Daten der Ferkelkastration mittels Isoflurannarkose wurden in 10 Abferkel-durchgängen pro Betrieb erhoben und mit den Daten von je einem betäubungslosen Durchgang pro Betrieb verglichen. Die Datenerhebung fand zwischen September 2020 und Juli 2021 statt.

2. Versuchsdurchführung

Die vorliegende Studie ist Teil des Projektes „Isofer“. Die Förderung des Projektes erfolgte aus den Mitteln des Bundesministeriums für Ernährung und Landwirtschaft, aufgrund des Beschlusses vom Deutschen Bundestag. Die Bundesanstalt für Landwirtschaft und Ernährung hat im Rahmen des Bundesprogrammes Nutztierhaltung die Projektträgerschaft übernommen. Das Versuchsvorhaben wurde von der internen Ethikkommission der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität München begutachtet (AZ: 185-03-09-2019.) Die Datenerhebung fand zwischen Oktober 2020 und Juli 2021 statt.

Im Januar 2020 trat die FerkBetSachkV in Kraft, demnach sind sachkundige Personen berechtigt, die Kastration von unter acht Tage alten Saugferkeln mittels Isoflurannarkose selbstständig durchzuführen. Nachdem im Rahmen des oben genannten Projektes 15 konventionelle Ferkelerzeuger Betriebe ausgewählt wurden, konnte im August 2020 mit den ersten Schulungen an der Klinik für Schweine (KfS) in Oberschleißheim begonnen werden. Die Klinik für Schweine ist als registrierte Schulungseinrichtung von der Regierung Oberfranken

zugelassen. Die Anschaffungskosten der 15 zertifizierten Geräte für die teilnehmenden Projektlandwirte wurde seitens des Projektes „Isofer“ übernommen.

2.1. Versuchsaufbau und Betriebe

Die Datenerhebung fand auf 15 konventionellen Ferkelerzeuger Betrieben unterschiedlicher Größe in Süddeutschland statt. Die Einteilung der Betriebe erfolgte anhand deren Größe: Gruppe 1: < 100 Sauen, Gruppe 2: 100 - 250 Sauen, Gruppe 3: > 250 Sauen. Insgesamt wurden elf Durchgänge pro Betrieb erfasst, wovon je ein betäubungsloser Durchgang (AF) im Jahr 2020 und zehn Durchgänge unter Isoflurannarkose (IA) ab Dezember 2020 erhoben wurden. Alle Kastrationsdurchgänge wurden von den:die Landwirt:innen durchgeführt. An jedem Abferkeldurchgang wurde die Anzahl der Sauen- und der kastrierten Ferkel sowie die Ferkelverluste bis 24 Stunden nach der Kastration und die benötigte Zeit für den Kastrationsprozess erhoben. Zudem wurde die Narkosetiefe anhand der Abwehrbewegungen, die Narkosezwischenfälle während der Kastration und der individuelle Isofluranverbrauch pro Ferkel für jedes Gerät erfasst. Außerdem erfolgte die Evaluierung der Gesamtarbeitszeit und die benötigte Arbeitszeit für die einzelnen Arbeitsschritte (Vorbereitung, Dauer Schmerzmittelgabe, Kastration, Nachbereitung). Die benötigte Arbeitszeit und die Arbeitslast wurden sowohl für den (AF) betäubungslosen Durchgang als auch für drei von zehn (IA) Isoflurannarkose Durchgängen durch eine Tierärztin der KfS ermittelt. Die Datenerhebung der weiteren sieben Durchgänge erfolgte durch den:die Landwirt:in mithilfe eines vorgefertigten Fragebogens (siehe Anhang). Zudem erfolgte an zwei IA-Durchgängen pro Betrieb die Messung der Isofluranexposition am Arbeitsplatz. Außerdem erfolgte eine mikrobiologische Untersuchung der Narkosemasken, entsprechend einem vorgefertigten Protokoll und in Anlehnung an den ersten Teil des Projektes, durchgeführt durch HÄRTEL (2021). Die mikrobiologische Analyse fand durch das Institut für Tierhygiene, Tierschutz und Nutztierethologie (ITTN) der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover statt, wobei die endgültigen Ergebnisse noch ausstehen. In der vorliegenden Studie wurden Daten von 11574 Ferkeln aus 129 IA-

Abferkeldurchgängen mit einem Durchschnittsalter von $4,9 \pm 0,9$ Tagen erhoben und mit Daten von 1568 Ferkeln aus 15 AF-Durchgängen mit einem Durchschnittsalter von $5,0 \pm 1,2$ Tagen aus dem Jahr 2020 verglichen. An den Kastrationstagen begann die Datenerhebung mit der Vorbereitung der notwendigen Utensilien. In den IA-Durchgängen erfolgte zusätzlich der Aufbau und die Inbetriebnahme der Narkosegeräte. Mindestens 30 Minuten vor der Kastration injizierten die Landwirt:innen den Ferkeln das NSAID, Meloxicam 0,4 mg/kg, (Metacam® 5 mg/ml i.m., Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH, Ingelheim/Rhein i.m.). Gleichzeitig wurden auch betriebsinterne Managementmaßnahmen (z. B. Ohrmarkierung, Eisenzugabe, Impfprogramm, Schwanzkupieren etc.) durchgeführt (Tabelle 1). Vorab erfolgte die Überprüfung des Allgemeinzustandes, sowie die Narkose- und Kastrationsfähigkeit der Ferkel. Anschließend wurden die Tiere gekennzeichnet und die männlichen Tiere separiert. Die Ferkel wurden an den Kastrationsort transportiert und in die vorbereiteten Ferkelschalen eingelegt. Die Kastration der Ferkel erfolgte unter automatisierter Isoflurannarkose mit den Geräten PigNap 4.0, PorcAnest 3000®, und Anestacia®. Das Anästhetikum Isofluran (Isofluran Baxter vet., 1000 mg/g, Baxter Deutschland GmbH, Unterschleißheim), mit festeingestelltem 5 Vol.-%, wurde im Verdampfer mit dem Trägergas (Umgebungsluft) gemischt und mithilfe eines Kompressors (PorcAnest®, Anestacia®) mit leichtem Überdruck für 70 bis 90 Sekunden in die Masken geleitet (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b, 2020e). Die Ferkel atmeten das Narkosegas-Luft-Gemisch über die Masken ein (DLG, 2020a). Nach Ablauf der Einleitungszeit wurde der Zwischenklauenreflex (ZKR) überprüft, um eine ausreichende Narkosetiefe sicherzustellen. Fiel der ZKR positiv aus, musste die Narkosegaszufuhr verlängert werden und der ZKR erneut überprüft werden. Bei ausbleibenden ZKR erfolgte die chirurgische Kastration durch zwei kleine Hautschnitte parallel zur *Raphe Scroti* bis ins Hodengewebe und unter Eröffnung des *Processus Vaginalis* (HEINRITZI, 2006a). Es folgte die Vorverlagerung der Hoden und je nach Wunsch des:der Landwirt:in erfolgte das Absetzen der Samenstränge mittels Skalpell (Betriebe 2, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 14) oder Emaskulator (Emaskulator Haussmann, 19 cm, gebogen, Aesculap AG, Tuttlingen) (Betrieb 1, 3, 11,

12, 13, 15), diese wurden von der KfS zu Verfügung gestellt. Nachdem der Kastrationsvorgang abgeschlossen war, wurden die Ferkel aus der Fixation (AF) oder der Halterung (IA) entnommen und in Aufwachboxen gelegt. Dort wurde die Nachschlafphase der Ferkel beobachtet und sobald sie vollständig steh- und gehfähig waren zur Muttersau zurückgesetzt. Anschließend erfolgte das Ablassen des flüssigen Isoflurans aus dem Verdampfer, um die benötigte Menge Narkosegas pro Ferkel zu evaluieren. Zudem wurden die Geräte gereinigt und desinfiziert. Das Gerät musste unzugänglich verstaut werden und letztlich erfolgte die Dokumentation von Komplikationen, welche während der Narkose auftraten (FerkBetSachkV).

Aufgrund von technischen Problemen mit den Narkosegeräten, konnten auf den Betrieben 7 und 14 nur vier bzw. fünf Durchgänge ausgewertet werden. Obwohl alle Daten von Betrieb 10 erhoben wurden, konnten sie nicht in der Auswertung berücksichtigt werden (Vgl. Tabelle 1). Darüber hinaus kam es zu weiteren technischen Problemen mit den Verdampfern auf den Betrieben 3 (PA), 2, 6 und 11 (PN). Die Datenerhebung musste hier gestoppt werden und nach Überholung der Geräte durch einen:einer Techniker:in, konnten die fehlenden Durchgänge wiederholt werden.

Tabelle 1: Übersicht der Betriebe aufgeteilt nach Betrieb und Gerät

Gerät	Betrieb (ID)	Betriebsgröße	n Ferkel (n Durchgang)		Isofluran Messungen (Durchgang ID)	Anmerkungen
			AF	IA		
PN	2	100-250, 3 wks, 102, Ohrmarken	158 (1)	964 (10)	2,7	Wiederholung Durchgang 1, technische Probleme mit dem Verdampfer
	6	100-250, 3 wks, 101	30 (1)	373 (10)	3,10	Wiederholung Durchgang 6, technische Probleme mit dem Verdampfer
	11	<100, 3 wks, 38	42 (1)	382 (10)	4,9	Wiederholung Durchgang 4, technische Probleme mit dem Verdampfer
	12	100-250, 3 wks, 94, Impfung, Ohrmarken	85 (1)	951 (10)	5,9	
	13	>250, 3 wks, 243, Ohrmarken, (Eisen)	223 (1)	2458 (10)	5,9	
PA	1	100-250, 3 wks, 101, Eisen	93 (1)	1019 (10)	4,8	
	3	>250, 1-1-0, 74, Schwanzkupieren	73 (1)	743 (10)	4,8	Wiederholung Durchgang 4, technische Probleme mit dem Verdampfer
	4	100-250, 3 wks, 82, Eisen	73 (1)	829 (10)	5,7	
	5	<100, 3 wks, 47	66 (1)	456 (10)	5,8	
	15	<100, 2 wks, 49, Eisen	64 (1)	479 (10)	7,8	
AN	7	>250, 3 wks, 371	432 (1)	1424 (4)	1,3	Technische Probleme mit dem Verdampfer, keine Auswertung der Durchgänge 5,6,7,8,9,10 möglich
	8	100-250, 3 wks, 86, Ohrmarken	127 (1)	819 (10)	5,8	
	9	100-250, 3 wks, 52, Schwanzkupieren, Eisen	30 (1)	552 (10)	3,5	
	10	<100, 3 wks, 48, Ohrmarken	53 (1)	0 (0)	4,6	Technische Probleme mit dem Verdampfer, keine Auswertung der Durchgänge 1-10 möglich
	14	<100, 2 wks, 24, Eisen, Impfung	19 (1)	125 (5)	2,3	Technische Probleme mit dem Verdampfer, keine Auswertung der Durchgänge 6,7,8,9,10 möglich
3 Geräte	15 Betriebe		1568 (15)	11574 (129)	30 Durchgänge	

Betriebsgröße: Ø n Sau, Abferkelrhythmus in Wochen, Ferkel / Charge, Routinemaßnahmen am Kastrationstag; AF: betäubungslose Kastration in 2020; IA: Kastration unter Isoflurannarkose; Eisen: Eisenergänzung, Ohrmarke: Ohrmarkierung, Schwanzkupieren: Schwanzkupieren; wks = Wochen

2.2. Narkosegeräte

Die Datenerhebung fand mit den in Kapitel II vorgestellten Narkosegeräten PigNap 4.0, PorcAnest 3000® und Anestacia® statt.

2.2.1. Narkosetiefe

Zur Beurteilung der Narkosetiefe wurde der Kastrationsvorgang mithilfe einer Action Videokamera (Victure AC 420 Action Cam., Guangdong, China) aufgezeichnet. Hierbei wurden vier von elf Durchgängen unter Aufsicht der Klinik für Schweine und sieben von elf Durchgängen durch den:die Landwirt:in erhoben. Die Auswertung des Videomaterials erfolgte stets durch dieselbe Person. In den IA-Durchgängen wurde die Abwehrbewegung der Ferkel während der Kastration anhand der Intensität der Bewegung und der Vokalisation bewertet. Diese Daten wurden mithilfe eines Scores basierend auf den Daten von WENGER et al. (2002) und HÄRTEL et al. (2021) beurteilt (Vgl. Tabelle 2). Hierbei steht der Score 0 und 1 für eine ausreichende Narkosetiefe und der Score 3 und 4 für eine unzureichende Narkosetiefe. Zudem wurde der Standort des Geräts (Stallgang und Abferkelabteil) ermittelt und eruiert, inwiefern dieser einen Einfluss auf die Narkosetiefe hat.

Tabelle 2: Modifizierter Abwehrscore basierend auf Daten von WENGER et al. (2002) und HÄRTEL (2021).

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

2.2.2. Narkosezwischenfälle und Ferkelverluste

Zusätzlich zur Narkosetiefe wurde die Anzahl der Narkosezwischenfälle und Ferkelverluste erhoben. Beim Auftreten von Narkosezwischenfällen wie Apnoe, Herz-Kreislaufstillstand oder Schnappatmung während der Kastration bzw. in der Aufwachphase, wurden diese adspektorisch und palpatorisch festgestellt und geeignete Gegenmaßnahmen (Schwenken, Kaltwasserguss, Herzdruckmassage) eingeleitet. Die Durchführung der Wiederbelebungsmaßnahmen wurden während der theoretischen Ausbildung für die entsprechende Sachkunde gelehrt und sachgemäß von den Landwirt:innen angewendet. Zudem wurden die Ferkelverluste während bzw. bis 24 Stunden nach der Narkose erfasst. Im Anschluss wurden diese Zwischenfälle in den arbeitstäglichen Aufzeichnungen nach § 8 FerkBetSachkV dokumentiert.

2.2.3. Arbeitszeit

Zur Ermittlung der Arbeitszeit wurden pro Betrieb drei von zehn IA-Durchgänge erfasst. Die benötigte Arbeitszeit für den gesamten Kastrationsprozess „Gesamtprozess“, sowie für die einzelnen Prozessschritte „Vorbereitung“ (benötigtes Material, Aufbau des Gerätes in den IA-Durchgängen), „Analgesie“ (Verabreichung des Analgetikums) und „Nachbereitung“ (Reinigung, Desinfektion und Abbau des Gerätes in

IA-Durchgängen) wurde ebenfalls in drei IA-Durchgängen und einem AF-Durchgang mit Hilfe einer Stoppuhr in Minuten (min) durch die KfS erfasst. Der Prozessschritt „Kastration“ (Beginn des ersten Ferkels bis zum letzten Ferkel) konnte anhand der Videoaufzeichnungen für jeden Durchgang dokumentiert werden. Die Zeit für den „Gesamtprozess“, „Analgesie“ und „Kastration“ korrigierte sich um die Anzahl der kastrierten Ferkel pro Durchgang. Aufgrund anhaltender technischer Probleme mit dem Gerät auf Betrieb 10, konnten am Ende nur 45 IA-Durchgänge ausgewertet werden.

Zur besseren Beurteilung der Arbeitslast wurde der:die Landwirt:in gebeten, den kompletten Kastrationsvorgang sowohl beim AF-Durchgang als auch bei den IA-Durchgängen, mit der gleichen Anzahl an beteiligten Personen durchzuführen. Zwar variierte die Anzahl der Personen zwischen den Betrieben (zwei oder drei Personen), jedoch blieben diese auf den einzelnen Betrieben über den gesamten Studienzeitraum gleich. Die erhobene benötigte Arbeitszeit wurde unabhängig von der Anzahl der beteiligten Personen ermittelt, sodass das Arbeitspensum unter Berücksichtigung der erforderlichen Arbeitszeit für den „gesamten Prozess“ um die Anzahl der beteiligten Personen, abzüglich der Leerlaufzeiten (Pause, Abwesenheit) der einzelnen Mitwirkenden, berechnet wurde (Vgl. Kapitel IV Table 5).

2.2.4. Isofluranverbrauch

Der Isofluranverbrauch wurden ebenfalls pro Betrieb über drei IA-Durchgänge ermittelt. Dieser ergab sich aus der Differenz des Anfangswertes (ml) und das am Ende verbrauchten Isoflurans (ml). Der ermittelte Werte wurde um die Anzahl der kastrierten Ferkel pro Durchgang korrigiert. Darüber hinaus erfolgte die Erhebung weitere Daten hinsichtlich Verbrauchsmaterialien (Anzahl Handschuhe, Skalpell Klängen, Injektionsnadeln, Desinfektionsmittel, Wunddesinfektionsmittel, sonstige zusätzliche entstandene Kosten). Die Verarbeitung und Auswertung der Daten über die Verbrauchsmaterialien werden von einer externen Institution übernommen, diese ist zum jetzigen Zeitpunkt noch nicht abgeschlossen.

2.2.5. Isoflurankonzentration am Arbeitsplatz

Die Probennahme und Analyse der Isofluran-Expositions-konzentration in der Umgebungsluft erfolgten durch die TÜV SÜD Industrie Service GmbH. Diese wurde nach dem analogen Verfahren von HÄRTEL et al. (2021) und dem IFA-Protokoll Nr. 7673 (10/2004) durchgeführt und zweimal pro Betrieb erfasst. Dafür wurden fünf definierten Messpunkte festgelegt: 1. Messung: in der Umgebungsluft der kastrierenden Person, 2. Messung: in der Umgebungsluft der transportierenden Person, 3. Messung: an den Narkosemasken, 4. Messung: am Aktivkohlefilter und 5. Messung: in den Ferkelboxen (Abbildung 1). Die Messungen fanden sowohl auf dem Stallgang als auch in den Abferkelabteilen statt und erfolgten über den gesamten Arbeitsprozess (Einfüllen des Narkosegases in die Geräte, Kastration und anschließendes Ablassen des Isoflurans aus den Geräten). In Übereinstimmung mit der Gefahrstoffverordnung wurde der übliche Arbeitsplatzgrenzwert (AGW) ermittelt (BFGA, 2022). Es wurde ein Schichtmittelwert errechnet, der die Exposition an fünf Tagen pro Woche beschreibt und auf acht Arbeitsstunden hochgerechnet wird (AUSSCHUSS FÜR GEFAHRENSTOFFE, 2006; BFGA, 2022). Die Messungen auf den Betrieb 7 und 10 mussten aufgrund technischer Probleme mit den Geräten gestoppt werden.

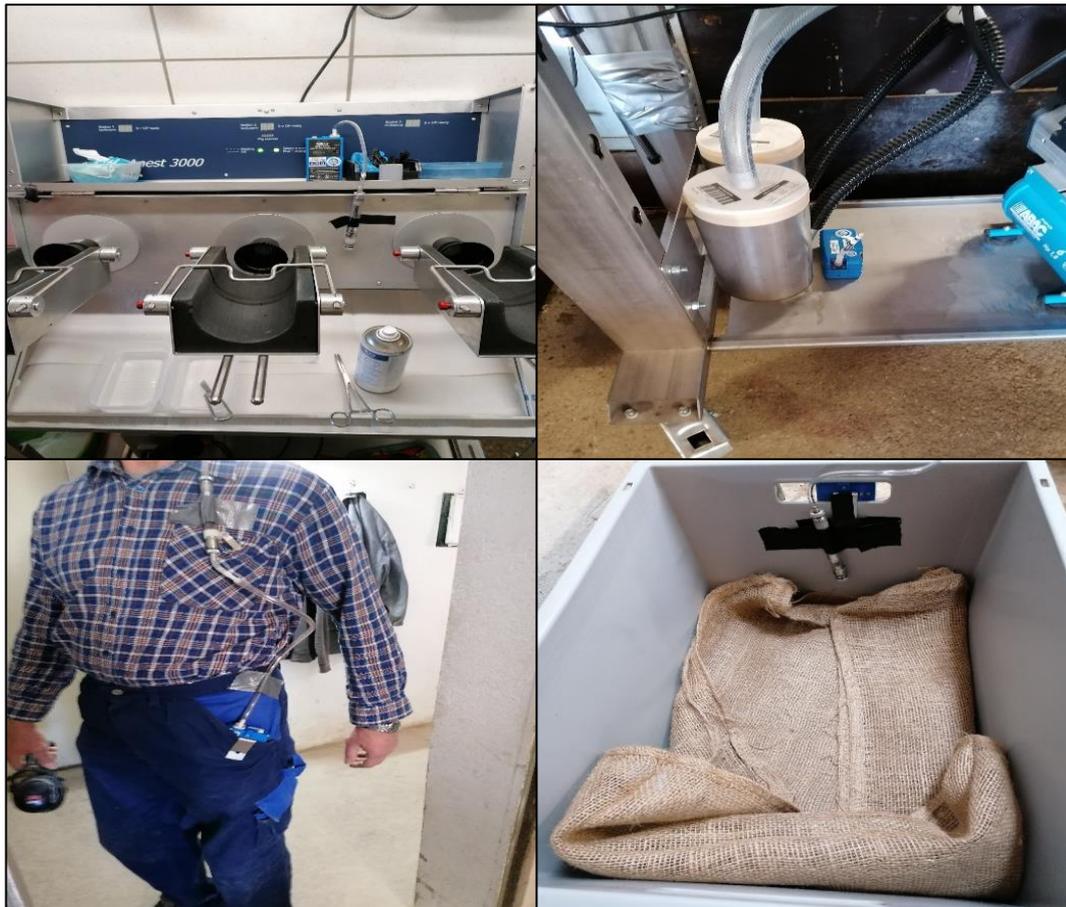


Abbildung 2: Messung der Isoflurankonzentration an den definierten Messpunkten: zwischen den Narkosegeräten PorcAnest 3000® (a), an den Aktivkohlefiltern (b), personenbezogene Messungen (c), Messungen in der Ferkelbox (d). ©Bilder KfS 2021.

2.2.6. Mikrobiologische Untersuchung

Für die mikrobiologischen Untersuchungen wurden zehn Betriebe ausgesucht. Pro Betrieb wurde je eine Narkosemaske auserwählt und an drei Durchgängen zu vier Zeitpunkten beprobt. Die Beprobung fand auf Grundlage einer vordefinierten und in der von HÄRTEL et al. (2021) vorangegangenen Studie, etablierten Methodik statt. Die zufällig auserwählte Maske wurde zu Beginn der Probennahme gekennzeichnet und zwischen den einzelnen Durchgängen in einem luftdichten Druckverschlussbeutel (Ziplockbeutel) gelagert. Die vier festgelegten Zeitpunkte der Beprobung fanden wie folgt statt: 1. Probennahme: nach der Lagerung im Ziplockbeutel, 2. Probennahme: nach der Reinigung und Desinfektion der Maske, vor Beginn der Kastration, 3. Probennahme: nach Beendigung der Kastration, 4. Probennahme: nach erneuter Reinigung

und Desinfektion der Maske. Die Position der Maske am Gerät war zufällig. Für die Probennahme wurde die Maskeninnenseite mit einem sterilen in Natriumchlorid angefeuchteten Tupfer (Polyurethan-/Schaumstoff Tupfer, Grünwald) und anschließend mit einem trockenen Tupfer beprobt. Die Probennahme fand an den einzelnen Tagen immer durch dieselbe Person statt. Nach Beendigung aller Ferkelnarkosen wurden die Masken mit Wasser gereinigt, luftgetrocknet und anschließend desinfiziert. Die Landwirt:innen durften hierfür geeignete betriebseigene Desinfektionsmittel benutzen. Die Probentupfer wurden in Röhrchen mit 10 ml PBS + 0,01 % Tween 20 verschlossen und gekühlt und noch am selben Tag an das Labor des Instituts für Tierhygiene, Tierschutz und Nutztierhaltung (ITTN) der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover (TiHo) geschickt. Die Weiterbearbeitung fand am Folgetag statt. Die Masken wurden auf folgende Keime beprobt: die Gesamtkeimzahl mesophiler Bakterien und der Häufigkeit des Nachweises von Methicillin-resistentem *Staphylococcus aureus* (MRSA), *Escherichia coli* (*E. coli*) einschließlich *Extended Spectrum Beta-Lactamase* (ESBL), *Mycoplasma hyopneumoniae*, und *nicht-hämolytischen Streptokokken*. Die Auswertung der Daten ist zum heutigen Zeitpunkt noch nicht abgeschlossen und die Ergebnisse stehen noch aus.

3. Statistische Auswertung

Die Auswertung der Daten erfolgte mittels der Programme Microsoft Excel® 2019 (Fa. Microsoft, Redmond, USA) und mit IBM SPSS® Statistics Version 26.0 (Fa. IBM Corp. Armonk, USA) in welchen sie verarbeitet und statistisch ausgewertet wurden. Die Daten zu Arbeitszeit, Arbeitsbelastung, Isofluranverbrauch und Isofluranexposition wurden deskriptiv erfasst und als Mittelwert mit Standardabweichung dargestellt. Zur Prüfung der nicht normalverteilten Parameter auf Signifikanz (Isofluranverbrauch, Arbeitsbelastung und erforderliche Arbeitszeit getrennt nach Geräten und IA/AF-Durchgängen) wurde ein Kruskal-Wallis-Test durchgeführt. Für den Vergleich der benötigten Zeit zwischen IA- und AF-Durchgängen wurde ein Mann-Whitney-U-Test durchgeführt.

Für die Analyse des Anteils der Tiere mit ausreichender Narkosetiefe und

der Narkoseinzidenzen pro Charge wurden alle Datenverarbeitungen und statistischen Analysen mit der Statistiksprache R (Version 4.0.3; R Core Team, 2020) durchgeführt. Insgesamt 28 fehlende Werte (14 bei der Narkosetiefe und 14 bei den Narkosezwischenfällen) wurden mit Hilfe des missRanger-Ansatzes imputiert, einer nichtparametrischen multivariaten Imputation durch einen verketteten Random-Forest-Algorithmus mit 1.000 Bäumen. Diese Methode kombiniert Random-Forest-Imputation (STEKHOVEN & BÜHLMANN, 2011; WRIGHT & ZIEGLER, 2017) mit prädiktivem Mean-Matching (VAN BUUREN & GROOTHUIS-OUDSHOORN, 2011) und iteriert so mehrfach, bis sich der durchschnittliche Out-of-Bag-Vorhersagefehler der Modelle nicht mehr verbessert. Die Qualität der Imputation wurde dann visuell kontrolliert und da alle imputierten Werte in die Verteilung der vorhandenen Werte fielen, wurde das Ergebnis der Imputation akzeptiert. Die verallgemeinerten additiven Modelle für Lage, Skala und Form wurden verwendet, um sowohl den Prozentsatz der Betäubungstiefe als auch den Prozentsatz der Betäubungsvorfälle in den Betrieben zu modellieren. Für die Modellierung der Prozentsätze der Betäubungstiefe wurde die Familie der einfach-inflationären Beta-Verteilung verwendet, da sie zahlreiche Fälle mit 100 % enthält. Für die Modellierung der prozentualen Anteile der Narkosezwischenfälle wurde die Familie der nullinflationären Beta-Verteilung verwendet, da sie mehrere Nullen (0 %) enthält. Alle Kontraste (Unterschiede) zwischen den einzelnen Kategorien der kategorialen Variablen wurden nach der Modellanpassung anhand der geschätzten marginalen Mittelwerte nach der Methode der kleinsten Quadrate (emmeans) mit der Tukey p-Wert-Korrektur für Mehrfachvergleiche bewertet. Ergebnisse mit einem p-Wert $< 0,05$ galten als statistisch signifikant, während Ergebnisse mit einem p-Wert $< 0,1$ als suggestiv betrachtet wurden.

IV. PUBLIZIERTE STUDIENERGEBNISSE

Implementation of piglet castration under inhalation anaesthesia on farrowing farms

Eva-Maria Winner¹, Marina Beisl¹, Sophie Gumbert¹, Helena Härtel¹, Jennifer Kaiser¹, Anja Wernecke¹, Steffanie Senf¹, Yury Zablotski¹, Mathias Ritzmann¹, Susanne Zöls¹

¹Klinik für Schweine, Zentrum für Klinische Tiermedizin der LMU München

Porcine Health Management 8, (20) 2022, <https://doi.org/10.1186/s40813-022-00263-0>

Received: 21 December 2021, Accepted: 26 April 2022, Published 17 May 2022

Abstract

Background

Since 01.01.2021, suckling piglets may no longer be castrated without anaesthesia in Germany. Previous studies showed castration using isoflurane anaesthesia in combination with a suitable analgesic, meet the requirements of the German Animal Welfare Act. It can be carried out independently by farmers and other qualified persons with an automated and certified isoflurane device. Therefore, the aim of the present field study was to implement the use of three different anaesthetic devices for surgical castration of male piglets under automated isoflurane anaesthesia on 15 conventional pig farms in southern Germany. In addition, the depth of anaesthesia based on defensive movements, the labour time required in contrast to anaesthetic-free castration, castration-related anaesthetic incidents and the piglet mortality rate as well as occupational safety were investigated. For this purpose, farrowing batches of 11574 piglets castrated under isoflurane anaesthesia (IA) were compared with the results of the 1568 piglets of anaesthetic-free farrowing batches (AF).

Results

In total, 80.1 % of the castrated piglets showed sufficient depth of anaesthesia, although this varied significantly between devices. 1.7 % of the piglets suffered an anaesthetic incident, of which 0.1 % died during or within 24 hours after anaesthesia. The required time for the complete working process differed significantly between AF (1.7 ± 0.8 minutes/piglet) and IA batches (2.2 ± 0.8 minutes/piglet) but not for castration itself. The mean isoflurane consumption was 0.57 ± 0.27 ml/piglet and differed significantly between the devices ($p < 0.001$). The isoflurane concentration in the ambient air of the person-related workplace safety measurements was below the internationally lowest value of 15 mg/m³ from Ontario and Israel.

Conclusion

In conclusion, 2 of the 3 types of devices used, a sufficient depth of anaesthesia during castration under isoflurane was achieved in 85 % of castrated piglets. Anaesthetic incidents occurred in 1.7 % of the animals, of which 0.1 % died. Castration under isoflurane is more time-consuming than anaesthetic-free castration, but the castration time itself did not differ significantly. The occupational exposure limits were below the internationally lowest limit value of 15 mg/m³ for the persons involved. Even though castration under isoflurane is more time consuming than anaesthetic-free castration, it is a well-establishable method for practice and a clear improvement for animal welfare.

Keywords: isoflurane, anaesthesia, piglet castration, narcotic devices, field study

Background

There have been controversial discussions on the subject of the anaesthetic-free castration of male suckling piglets in Europe for years. Due to society's growing interest in animal welfare, politicians had to make important decisions regarding this issue in recent years in Germany. The law prohibiting the castration of male pigs without anaesthesia came into force on January 01. 2021 [1]. Thus, piglet producers in Germany have the options to fatten boars with or without immunocastration or to castrate the piglets under anaesthesia and analgesia. Currently, two anaesthesia procedures of piglet castration fulfill the legal requirements of German Animal Welfare Act; on the one hand injection anaesthesia using ketamine and azaperone carried out by a veterinarian and on the other hand isoflurane inhalation anaesthesia can be performed by the farmers or other qualified persons themselves under certain requirements. They must attend a 2-day general expert course and finally pass a written and an oral examination. Afterwards, a practical phase under the supervision of the veterinarian in charge of the farm and a successful practical examination on the anaesthesia device under the supervision of external examiners have to be carried out, in order to obtain the certificate [2]. There are

currently around 7000 breeding sow farms in Germany [3]. In total, 2685 farmers received a state subsidy for their anaesthetic devices. This indicates that roughly 40 % of the sow farmers in Germany are currently castrating their piglets under isoflurane anaesthesia [4]. Presently, five certified anaesthesia devices from different manufacturers are approved by the German Agricultural Society (DLG) in Germany. Isoflurane is a frequently used volatile halogenated inhalation anaesthetic with a very good muscle relaxant and good hypnotic effect, but only a weak analgesic effect [5]. Therefore, it is indispensable to treat the piglets with a preoperative NSAID for 30 minutes before the castration procedure, to reduce pain afterwards [6]. In Switzerland piglets have already been routinely castrated by using isoflurane anaesthesia since 2010 [7] and in Germany, the method was already established on some organic farms. Several studies on isoflurane anaesthesia have already been carried out, which also depending on the narcotic device used, they came to different results with regard to the depth of anaesthesia. A previous study of Härtel et al. [8] was conducted under experimental conditions using automated isoflurane anaesthesia for suckling piglet castration on one piglet production farm. There, 955 piglets were castrated under isoflurane anaesthesia, of which 94 % respectively 95 % showed no or only a short defensive movement. Furthermore, only 0.9 % of piglets suffered an anaesthetic incident such as apnea or cardiovascular arrest, but no piglet losses were recorded [8]. In the study of Enz et al. [7], data of 100 farms were analysed, whereof 86 % of the castrated piglets showed no or only a short movement. Anyway, there are a few field studies reporting about insufficient anaesthetic depth during the piglet castration under isoflurane [9, 10]. Therefore, the aim of the present field study was to implement the use of three different anaesthetic devices for surgical castration under automated isoflurane anaesthesia on 15 conventional pig farms in southern Germany. In addition, the depth of anaesthesia based on defensive movements, the labour time required in contrast to anaesthetic-free castration, castration-related anaesthetic incidents and the mortality rate as well as occupational safety were investigated.

Results

In total, data from 11574 piglets from 129 farrowing batches in which castration was performed under isoflurane anaesthesia (IA) with three different devices (50 PigNap (PN) batches, 50 PorcAnest (PA) batches, 29 Anestacia (AN) batches) and data from 1568 piglets from 15 farrowing batches (AF) were collected, within these the castration process was still carried out without anaesthesia in 2020.

Due to repeated device failures, one IA batch in farm 2, 6, 11 each, five IA batches in farm 14, four IA batches in farm 7 and all ten IA batches in farm 10 couldn't be analysed. In three farms (7, 10, 14) with AN device, it was not possible to perform castration due to undefined device failure despite support from the company's technical service. Problems with the evaporator (isoflurane concentration above 5 Vol % in the masks) led to increased occurrence of respiratory arrests in farm 2, 6 and 11. In farm 11, due to the high isoflurane concentration in the masks six piglets died during the castration procedure. Evaluation of the recordings showed a very short induction of anaesthesia followed by respiratory failure in all these animals. As a result, these batches were stopped and repeated after revision of the evaporator. Additionally, in farm 13, 69 animals showed shock conditions 10 minutes after castration under isoflurane anaesthesia. Of these animals, eight piglets died within 24 hours after the castration procedure. Thereupon, iron was supplemented one day earlier, after that only isolated incidents occurred in IA batches but also in female piglets and were also reported earlier the context of iron supplementation. These animals were also excluded from the study.

Anaesthesia incidents, mortality rate and defensive movements

During castration process under isoflurane anaesthesia batches (IA), anaesthetic incidents such as apnea, cardiovascular arrest or gasp, were detected in 1.7 % (n = 201) of all anaesthetised animals (Table 1). Within these 201 incidents, the most common anaesthetic incident was apnea with 66.7 % regardless of the device type. Despite the introduction of appropriate countermeasures, the total mortality rate of the evaluated 129

batches, when castration process under anaesthesia were carried out without disruptions, was 0.1 %. Three piglets (0.03 %) died during castration under anaesthesia (all group PA) and eight piglet losses (0.07 %) were detected within 24 hours after castration (3 PN, 3 PA, 2 AN). In the AF batches (in the year 2020) six piglets died within 24 hours after castration (mortality rate 0.4 %). In total, 80.1 % of the 11574 evaluated animals showed sufficient anaesthesia during castration under IA with movement score 0 and 1 (Table 1). Moreover, 4.8 % reacted with two short movements and 15.1 % of the 11574 piglets showed repeated movements (score 3 and 4) during isoflurane anaesthesia (IA). The percentage of piglets with sufficient anaesthesia differed significantly between devices (PN – PA: OR = 0.649, $p = 0.0122$; PN – AN: OR = 2.730, $p < 0.0001$; PA – AN: OR = 4.206, $p < 0.0001$) and farms. In AN Group, especially in farm 7 and 8, a very low percentage of sufficient depth of anaesthesia can be seen compared to the others ($p < 0.05$) (Fig. 1). The location of the device (stable aisle or farrowing compartment) had no significant effect on the depth of anaesthesia ($p > 0.05$).

Table 1 Overview of defensive movements and anaesthetic incidents divided after device

device	n	defensive movement score					anaesthetic incidences		
		sufficient		2	insufficient		total		
		0	1		3	4	apnea	cardio	gasp
PN	5128	4042	306	257	193	330	11	5	3
		4348 (84.8)		(5.0)	523 (10.2)		19 (0.3)		
PA	3526	3135	124	109	51	107	64	18	18
		3259 (92.4)		(3.1)	158 (4.5)		100 (2.8)		
AN	2920	1434	232	187	294	773	59	10	13
		1666 (57.1)		(6.4)	1067 (36.5)		82 (2.8)		
total	11574	8611	662	553	538	1210	134	33	34
n (%)		9273 (80.1)		(4.8)	1748 (15.1)		201 (1.7)		

N = number castrated piglets

PN = PigNap, PA = PorcAnest, AN = Anestacia

Cardio = cardiovascular arrest

Score 0 + 1 = sufficient anaesthesia

Score 3 + 4 = insufficient anaesthesia

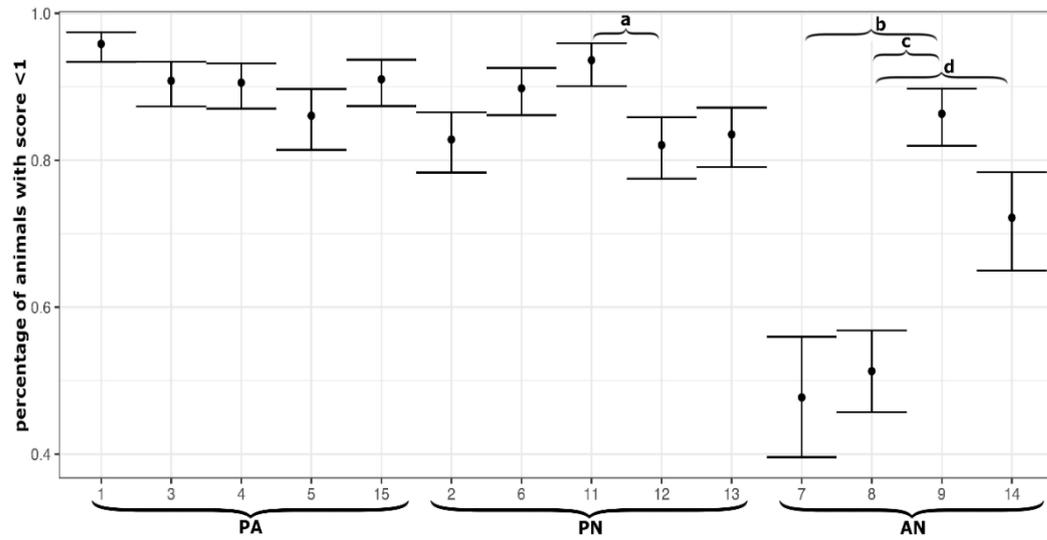


Figure 1: Percentage of animals with sufficient anaesthesia separated by farms (1-15, farm 10 excluded) (mean +/- SD) and sorted by device (PA, PN, AN).

Significant differences between farms within device groups are signed with small letters **a**: $p < 0.0035$, OR = 3.1629; **b**: $p < 0.0001$, OR = 0.1424, **c**: $p < 0.0001$, OR = 0.1655, **d**: $p = 0.0007$, OR = 0.4018

Labour time

The required working time for the complete castration process per piglet varied significantly between anaesthetic-free (1.7 ± 0.8 minutes) and isoflurane anaesthesia batches (2.2 ± 0.8 minutes) ($p = 0.012$) (Table 2). The total preparation and post-processing time also differed significantly between AF and IA batches ($p < 0.001$), unlike the required time for the castration procedure per piglet ($p > 0.05$). Separated by device, the time per piglet for the castration itself, varied between 0.97 ± 0.38 (PN, $n = 55$ batches), 1.01 ± 0.28 (PA, $n = 55$ batches) and 1.07 ± 0.37 minutes (AN, $n = 33$ batches) without differing significantly ($p > 0.05$).

Table 2 Mean value of the required working time in minutes for single process steps and complete process

Required time (in minutes)	AF batch (n = 14)		IA batch (n = 45)	
	mean \pm SD	min/max	mean \pm SD	min/max
Preparation (total)	2.8 ± 1.6	1 - 6	17.3 ± 8.9	5 - 37
Analgesia (per piglet)	0.7 ± 0.4	0.1 - 1.6	0.5 ± 0.3	0.1 - 1.1
Castration (per piglet) *	0.9 ± 0.4	0.4 - 2.0	1.0 ± 0.3	0.3 - 2.0
Post-processing (total)	4.4 ± 3.7	1 - 14	21.1 ± 7.4	5 - 40
Complete process (per piglet)	1.7 ± 0.8	0.9 - 3.6	2.2 ± 0.8	0.8 - 4.6

IA = isoflurane anaesthesia

AF = anaesthetic free

*IA = 129 batches

The workload for the complete castration process varied between 3.0 ± 1.6 minutes per piglet (min: 1.5; max: 7.2) in AF and 4.5 ± 1.7 minutes per piglet (min: 1.5; max: 9.1) in IA batches ($p = 0.002$) (Suppl. Table S1).

Isoflurane consumption

Isoflurane consumption was calculated based on the used isoflurane in 80 batches (28 PN, 43 PA, 9 AN). The mean consumption in all evaluated batches was 0.57 ± 0.27 ml/per piglet and differed significantly between the devices (PN: 0.43 ± 0.30 ml/piglet, PA: 0.61 ± 0.13 ml/piglet and AN 0.83 ± 0.42 ml/piglet, $p < 0.001$) (Fig.2). Again, the isoflurane consumption on farm 10 couldn't be evaluated due to technical problems with the device.

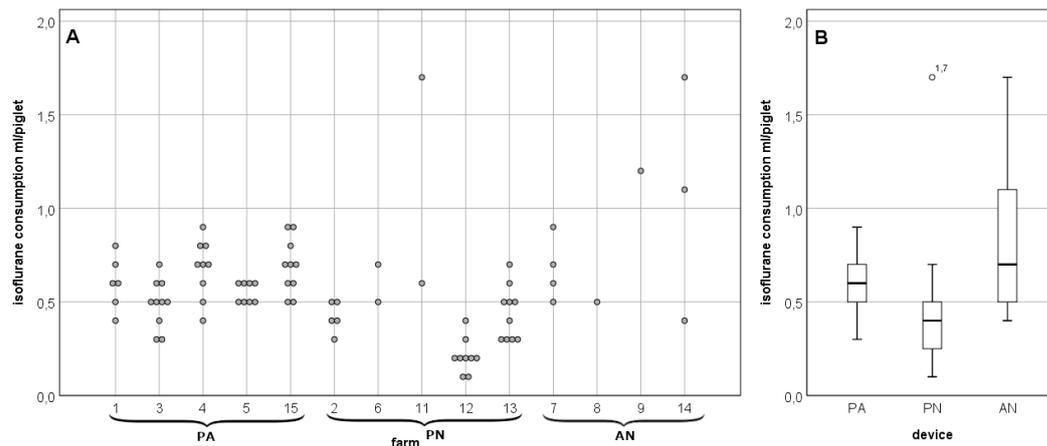


Figure 2 A: Calculated isoflurane consumption (ml/piglet) per run (o) separated by farm and device. B: boxplot of isoflurane consumption (ml/piglet) per device.

Isoflurane exposure

The isoflurane concentration in the ambient air was examined at five defined measuring points in 26 farrowing batches (Suppl. Table S2). No significant differences between the devices could be detected ($p > 0.05$). The mean concentration in the respiratory area of the castrating person was 5.8 ± 5.5 mg/m³ (1st + 2nd measurement). The person transporting the piglets was exposed to an average isoflurane concentration of 4.8 ± 2.2 mg/m³ (1st + 2nd measurement). The median of all measurements has decreased between the first and second measurement (Fig. 3). This is due to individual improvements (opening windows, doors) on the farms. In the area of the anaesthetic masks a value of 34.6 ± 29.7 mg/m³ was determined and the measurements at the respective activated carbon filters showed a mean value of 7.4 ± 11.5 mg/m³. Regardless of the piglet box type, a mean value of 88.2 ± 67.9 mg/m³ was calculated. The mean isoflurane

concentration for first and second measurement, in opened and closed boxes is shown in Fig. 4 ($52.8 \pm 24.6 \text{ mg/m}^3$ and $104.0 \pm 75.4 \text{ mg/m}^3$, respectively).

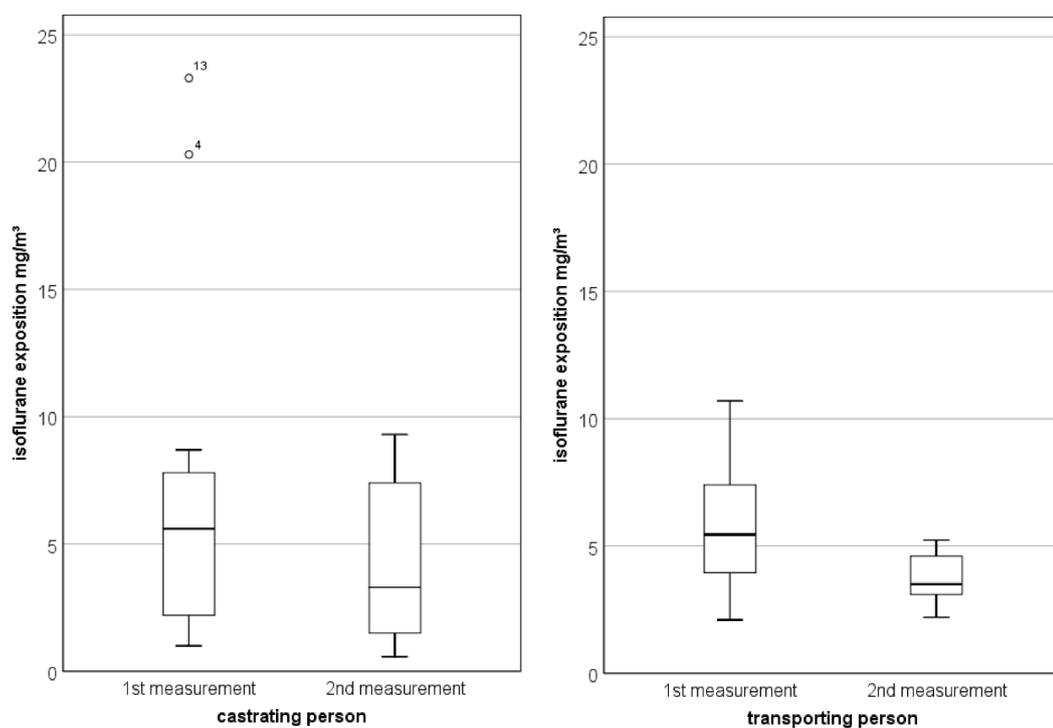


Figure 3 A: Boxplot of isoflurane exposition in the breathing air of persons castrating and B: transporting the piglets divided into first and second measurement.

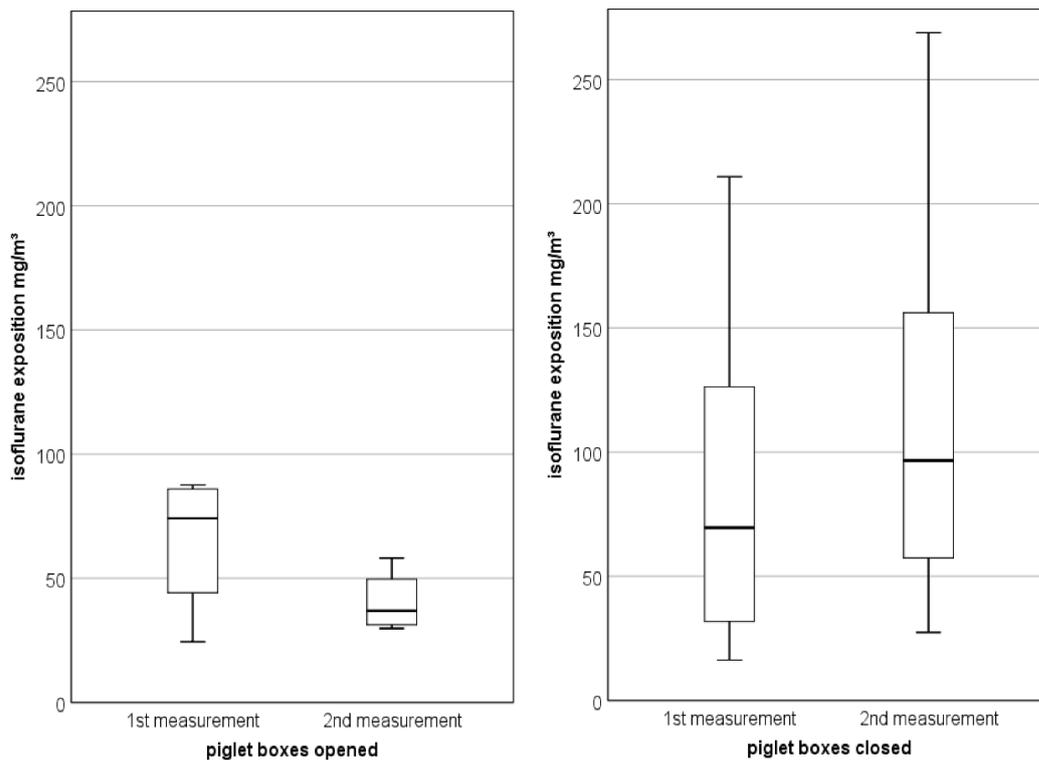


Figure 4 C: Boxplot of isoflurane exposition in opened piglet boxes and D: in closed piglet boxes.

Discussion

The aim of the present study was to evaluate the implementation of surgical castration under automated isoflurane anaesthesia with three different anaesthetic devices on 15 conventional swine farms in Germany. Animal welfare aspects, practicability, feasibility, cost-effectiveness, and occupational safety of isoflurane anaesthesia was investigated by using defensive movements, piglet losses, labour time, isoflurane consumption, isoflurane concentration in the ambient air and at critical points such as the inhaled air of the persons involved. Therefore, data of 11574 piglets (129 farrowing batches), castrated under isoflurane anaesthesia were evaluated. The depth of anaesthesia was determined using a modified score of Wenger et al. [11] and Härtel et al. [8] based on defensive movements. Based on Härtel et al. [8], the scores 0 to 1, regarding defensive movements and vocalization, were defined as sufficient depth of anaesthesia. Whereas score 3 and 4 were defined as insufficient depth of anaesthesia. In our studies, sufficient depth of anaesthesia was observed in 80 % of all castrated piglets, regardless of the anaesthetic device.

Comparable results under similar conditions were observed in the swiss study of Enz et al. [7] where 86 % of the piglets showed no or only one short movement. With the PA 92 % (n = 3259) of the castrated piglets showed no or just one short movement (score 0 + 1). The study conducted by Härtel et al. [8] revealed similar results. Using the same device, 94 % of the castrated piglets showed a sufficient depth of anaesthesia in this study. Also, earlier studies of Kupper et al. [12] reported in 92 % of the castrated piglets no or just a short defensive movement. In the present study, one out of five PA devices experienced a technical problem during one batch. This was manifested by frequent respiratory arrest of the piglets in the device. Thereupon, the castration process was stopped until the problem was solved. With the PN, sufficient depth of anaesthesia was achieved in 85 % (n = 4348) of the castrated piglets. These results differ from Schwennen et al. [13] and Steigmann et al. [9] who documented only 77 % and 66 %, respectively, of the monitored piglets showing a sufficient depth of anaesthesia. One reason for the higher results in our study is probably the technical revision of the devices, in respect to the German Agricultural Society (DLG) certification process, in 2020 [14]. Nevertheless, technical problems with the evaporator (high isoflurane concentrations on the masks) occurred with this device on three farms (2, 6, 11) which led to an increased rate of anaesthetic incidents. At farm 6, respiratory arrest was detected in four out of 35 piglets (11.4 %) at the beginning of one batch. As a result, the castration process was stopped, and the isoflurane concentration was measured on the masks using the vamos® device from the company Dräger thereby a concentration of 8 Vol.-% was detected. Due to the quick introduction of appropriate measures by the farmer, none of the animals died. These incidents show that an increased concentration of isoflurane can lead to multiple occurrences of anaesthetic incidents. 57 % (n = 1666) of the piglets castrated with the AN device, reacted with no or one light movement. A possible explanation for this low value, compared to the other devices, were persistent technical and management problems which could not be solved despite repeated involvement of the manufacturer. Therefore, not all farrowing batches on farm 7, 10 and 14 could be analysed. The main reason for the insufficient depth of anaesthesia on these three farms, was the low isoflurane

concentration of less than 5 Vol.- % measured in the masks. The DLG report confirms the findings of the present study regarding measured isoflurane concentrations in the masks of the AN device [15]. If the evaporator is set at 5 Vol.- % anaesthetic gas mixture, inspiratory concentrations of 3.7 - 4.3 Vol.- % are achieved depending on the ambient temperature and using all stations [14]. Management problems could be another reason for insufficient depth of anaesthesia. Video records showed that some piglets were already in the awakening phase although castration had not started yet. To prevent this, farmers should clamp fewer piglets in the operation units or work with a second person and if necessary, extend the gas supply in time. Before castration is performed, the farmer must ascertain that the piglet is in a sufficient depth stage of anaesthesia [2]. As well as Härtel et al. [8] and Rintisch et al. [16], we used the interdigital claw reflex as a suitable tool to verify the surgical tolerance stage. To conclude, it is very important that the anaesthetic devices work reliably to ensure a sufficient depth of anaesthesia. In total 1.7 % (n = 201) of 11574 castrated IA piglets suffered from anaesthetic incidents, mostly in form of apnea followed by cardiovascular arrest and gasp. In contrast, Härtel et al. [8], reported a total of 0.9 % incidents during or at the end of the castration procedure with the PA device. Explanations for this could be, that in the mentioned study a health score was collected from each piglet by veterinarians and only healthy piglets were castrated which reduced the risk for incidents. In addition, these piglets were always castrated after the standardised induction time of 90 seconds. Wenger et al. [11] recorded no anaesthetic incidents during their trial under halothane anaesthesia. In the present study the fewest anaesthesia incidents were observed with the PN device. Possibly due to the shortened introduction time of 70 seconds it was observed in 0.3 % (n = 19) of 5128 castrated piglets. Regardless of the device, piglets suffering from apnea was the most common and frequent cause for interruptions during the castrating process in the entire study period. The total mortality rate of IA batches was 0.1 % (n = 11). Within these, 3 piglets died during IA and 8 piglets died within 24 hours after the procedure. Enz et al. [7] validated a similar mortality rate of under 0.1 %. Prior studies reported no mortality within 24 hours after castration [8-10, 17-20]. In the AF batches, six out of 1568 piglets (0.4 %) died 24 hours

after castration, due to smothering by the sow. Comparison of the results (AF and IA batches) under the present conditions shows that if anaesthesia under isoflurane is performed correctly no increased losses should occur. Close observation of the piglets during the recovery phase must be ensured as common routine and if necessary, timely appropriate countermeasures have to be initiated. Particularities were observed at one farm, where 69 piglets suffered from a shock. These incidents occurred five to ten minutes after the castration process under isoflurane. At the time of seizure, piglets were awake and already able to stand and walk. Unfortunately, eight piglets suffering this shock died 24 hours after castration. Thereupon, the internal procedures were changed so that iron administration was performed the day before castration. After modifying the routine, only isolated incidents occurred. Whether these shock states are related to the anaesthesia or whether the isoflurane only serves as a trigger for this process cannot be said at present. Genesis of the shock remained unclear, further investigations are still pending.

In this study, data regarding required working time and the workload was calculated. The required working time does not include the number of people involved, and exceeded for the complete process (preparation, analgesia, castration, post-processing) in IA batches (2.2 ± 0.8 min/piglet), the time in AF batches (1.7 ± 0.8 min/piglet) significantly. However, the time needed for the castration itself differed less strongly between IA and AF batches than complete castration process. This underlines that the number of piglets per farm has to be considered when comparing the time for the complete castration process between farms or devices. These findings are similar to the study of Scollo et al. [21] they calculated an additional time in the analgesia/anaesthesia groups of 13:21 and 11:49 minutes compared to the control group without analgesia and anaesthesia of 7:33 minutes for each litter. In the study of Weber et al. [22] the mean required time for the complete process was 2.9 ± 0.3 min/piglet. Authors of earlier studies already determined an increased time required regarding the preparation under isoflurane anaesthesia. For instance, Weber et al. [22] and Raaflaub et al. [23] calculated 28 and 20 minutes, respectively for setting up the PN device. Once farmers have developed a routine in using

the anaesthetic equipment, the working time required per piglet for the castration did not differ significantly between AF (0.9 ± 0.4) and IA (1.0 ± 0.3) batches ($p > 0.05$), similar to Weber et al. [22] and Hodgson [18]. Walker et al. [20] estimated a mean of 2 min/piglet for the total anaesthesia and castration time required, regardless of an induction time of 90 resp. 60 seconds under experimental conditions. In the present study, the amount of time for castration and application of an analgesic per piglet was 1.5 ± 0.6 minutes in the IA batches, comparable to the mean of 1.2 min/piglet additional working time measured in former studies [22, 23]. Considering the number of people involved in the working process, the workload for the whole process increased to 4.5 ± 1.7 min/piglet in IA batches (Suppl. Table S1) and is in line to Enz et al. [7] and 3.0 ± 1.6 min/piglet in AF batches. Since isoflurane is a colourless halogenated ether, a maximum vapor concentration of 31.5 % is achievable at 20°Celsius [24]. Like all anaesthetic gases, isoflurane is mainly exhaled and not metabolised [5]. For this reason, the survey of isoflurane consumption is not only interesting from an economic point of view, but also in relation to the environment and thus to occupational safety. In the present study the mean isoflurane consumption per batch was 0.57 ± 0.27 ml/piglet and varied between a minimum of 0.15 ml to a maximum of 1.7 ml/piglet. The highest consumption was detected in farms 11 (PN) and 14 (AN). The high value in farm 11 is due to technical problems with the evaporator which occurred after this batch. After fixing the problem, the consumption of the device was comparable with the other PN devices. The high consumption in farm 14 after the first batch probably occurred for the following reason: The evaporator was not yet completely filled with enough isoflurane at this point and thus more isoflurane was consumed. The significant difference regarding isoflurane consumption between the devices (PN 0.43 ± 0.30 ml/piglet, PA 0.61 ± 0.13 ml/piglet and AN 0.83 ± 0.42 ml/piglet) ($p < 0.001$) could be caused by the frequent occurrence of technical problems mentioned earlier. Comparing the results with the data of the DLG, the measured consumptions of the PN are within the stated range, for the PA slightly above and for the AN considerably higher [14]. Regarding the results of the AN device, the few measurements, the single high values and the persistent problems with the devices have to be considered. Therefore,

further measurements under field conditions with reliably functioning devices are necessary. The study of Enz et al. [7] from 2013 calculated a mean value of $0.87 \text{ ml} \pm 0.21 \text{ ml/piglet}$. One explanation for the lower consumption in the present study could be that all devices have been checked and technically improved in recent years.

In cooperation with the TÜV SÜD Industry Service GmbH the isoflurane concentration in the ambient air was measured twice at each farm during two different batches but under similar conditions. Two farms had to be excluded due to persistent technical problems (farm 7, 10). Since there is no recommended workstation limit for isoflurane in Germany yet, the working limit that should not be exceeded are the lowest limits that are applied worldwide. This corresponds to 15 mg/m^3 from Ontario and Israel followed by the limit of 80 mg/m^3 in Austria, Switzerland and Sweden [25]. In this study, the mean results of the person related-measurements were below the lowest work place limit of 15 mg/m^3 from Ontario and Israel. In the ambient air of the person transporting the piglets, a mean concentration of 4.8 mg/m^3 was assessed whereas the castrating person was exposed to an average of 5.8 mg/m^3 . These findings are in line with the results of Härtel et al. [8]. In the present study, at two farms (4, 15) elevated limits were detected in the ambient air of the castrating person probably due to lack of air circulation. Thereupon, more air velocity was provided for the next measurement by opening a door or window. In both cases, values of the second measurements were under the limit of 15 mg/m^3 (Suppl. Table S2). In the area of the anaesthetic masks a value of 34.6 mg/m^3 was determined. Similar to the investigations of Härtel et al. [8] and Säre et al. [26], we assume that the masks did not properly enclose the trunks of some animals. Consequently, this could lead to relevant concentrations in the ambient air and increased exposure for the persons, this isoflurane is not absorbed by the filters. The results at the respective activated carbon filter yielded a mean value of 7.4 mg/m^3 . At the different piglet boxes a mean value of 88.2 mg/m^3 was calculated. In fact, in almost all farms the highest results were achieved in the piglet boxes. One explanation for this could be the different types of awakening boxes. Since in this study higher results were detected in closed boxes and lower values

in opened boxes such as baskets with holes, the type of recovery boxes could have an influence on the distribution of isoflurane. In addition, it should be considered that the higher isoflurane concentration might lead to a prolonged post-sleep period due to the piglets' rebreathing. The values in the piglet boxes are primarily due to exhalation by the piglets, which is why retrofitting of the awakening boxes should be considered. Currently, there is one company in Germany that offers a gas suction for the piglet box which might solve the problem. Although isoflurane contributes to the destruction of the ozone hole and promotes the greenhouse effect, inhalation anaesthetics are considered to be of little climatic importance [12]. In the study of Enz et al. [7], isoflurane concentration in the ambient air was 18.7 mg/m^3 . Kupper et al. [12] reported isoflurane concentrations at the castrating person and anaesthetic device of 3.7 mg/m^3 and at the piglet boxes a concentration of 18.7 mg/m^3 . Measurements of the social insurance for agriculture, forestry, and horticulture (svlfg) exceeded in 11 out of 15 measurements with one device the 15 mg/m^3 . With a different device, 18 out of 18 measurements fell below the lowest limit of 15 mg/m^3 [27]. Since these results were published before the devices were revised and certified in 2020, this could be an explanation for the different results. This indicates that it is most important for workplace safety, to perform castration under isoflurane anaesthesia in a well-ventilated environment (air exchange rate 3-5 m/sec.) [25, 28]. In addition, the devices should be regularly maintained and checked for function by the manufacturers in order to detect possible defects at an early stage [7]. As soon as farmers notice health complaints, the castration process must be stopped, and the device checked by a professional technician. A clear limitation of the present study is that not all three types of units could be tested at one farm in order to avoid the company effect.

Conclusion

In summary, 2 of the 3 types of devices used, a sufficient depth of anaesthesia during castration under isoflurane was achieved in about 85 % of the castrated piglets but varied considerably between device types and also farms and farrowing batches. Therefore, the results of the present

study underline that each device must be frequently and individually checked with special regard to its animal- and user-safe function. The anaesthetic incidents of 1.7 % and the mortality rate of 0.1 % were comparable low to anaesthetic-free castration. Measurements of the isoflurane concentration in the ambient air of the castrating persons reached very satisfactory values constantly within the lowest available working place limit. For this, it is important that castration environment is well ventilated and that the devices are inspected regularly. Even though castration under isoflurane anaesthesia is more time-consuming, it can be a well-established method in practice, which if carried out correctly, is associated with low risks for the piglets and a dear improvement for animal welfare.

Methods

The aim of the present study was to evaluate the implementation of surgical castration under automated isoflurane anaesthesia with different anaesthetic devices on 15 conventional farrowing farms of different sizes and farrowing rhythms (Table 3) in Southern Germany. Male piglets on these farms were castrated according to German Animal Welfare Law under the age of 8 days with analgesic treatment by the farmer; before 2021 without anaesthesia and afterwards under isoflurane anaesthesia [2]. The evaluation of castration procedure was conducted under field conditions during routine animal management and procedures from September 2020 to July 2021. The castration process is defined as “batch”. Therefore, depth of anaesthesia based on defensive movements of the castrated piglets, castration-related anaesthetic incidents and the piglet mortality rate as well as occupational safety and the required working time, were investigated.

Table 3 Overview of the farms, castrated animals and evaluated farrowing batches (batch) separated by device

device	farm (ID)	farm size	n piglets (n batches)		isoflurane measure (batch ID)	comments
			AF	IA		
PN	2	100-250, 3 wks, 102, ear tag	158 (1)	964 (10)	2,7	repetition of batch 1, technical problems with the evaporator
	6	100-250, 3 wks, 101	30 (1)	373 (10)	3,10	repetition of batch 6, technical problems with the evaporator
	11	<100, 3 wks, 38	42 (1)	382 (10)	4,9	repetition of batch 4, technical problems with the evaporator
	12	100-250, 3 wks, 94, vaccination, ear tag	85 (1)	951 (10)	5,9	
	13	>250, 3 wks, 243, ear tag, (iron)	223 (1)	2458 (10)	5,9	
PA	1	100-250, 3 wks, 101, iron	93 (1)	1019 (10)	4,8	
	3	>250, 1-1-0, 74, tail dock	73 (1)	743 (10)	4,8	repetition of batch 4, technical problems with the evaporator
	4	100-250, 3 wks, 82, iron	73 (1)	829 (10)	5,7	
	5	<100, 3 wks, 47	66 (1)	456 (10)	5,8	
	15	<100, 2 wks, 49, iron	64 (1)	479 (10)	7,8	
AN	7	>250, 3 wks, 371	432 (1)	1424 (4)	1,3	no evaluation of batch 5,6,7,8,9,10 due to technical problems with the device
	8	100-250, 3 wks, 86, ear tag	127 (1)	819 (10)	5,8	
	9	100-250, 3 wks, 52, tail dock, iron	30 (1)	552 (10)	3,5	
	10	<100, 3 wks, 48, ear tag	53 (1)	0 (0)	4,6	no evaluation of batch 1-10 due to technical problems with the device
	14	<100, 2 wks, 24, iron, vaccination	19 (1)	125 (5)	2,3	no evaluation of batch 6,7,8,9,10 due to technical problems with the device
3 devices	15 farms	1568 (15)	11574 (129)	30 batches		

farm size: Ø n sow, farrowing rhythm in weeks, piglet / batch, routine management procedures on castration day; AF: anaesthetic free castration in 2020; IA: Castration under isoflurane anaesthesia; iron: iron supplementary, ear tag: ear tagging, tail dock: tail docking; wks = weeks

Study design

For this purpose, on each farm, the castration procedure was surveyed in one farrowing batch without anaesthesia (AF) in 2020 and ten consecutive farrowing batches where castration was performed under isoflurane anaesthesia (IA) in 2021. In each farrowing batch, piglet losses and duration of castration process itself as well as the number of sows and castrated piglets were obtained. Moreover, defensive movements and anaesthetic incidents of the piglets during castration under isoflurane anaesthesia and isoflurane consumption were recorded. The complete working time was measured in the AF batch and three IA batches and also isoflurane exposure was assessed in two IA batches per farm. In total, data from 11574 piglets from 129 IA farrowing batches with an average age of 4.94 ± 0.9 days were collected and compared to data from 1568 piglets of 15 AF batches with a mean age of 5.0 ± 1.2 days in 2020. In four batches (one AF and three IA batches) per farm, data collection took place in presence of the Clinic of Swine (CFS). On castration days, the collection of data began with the preparation of the necessary utensils. In IA batches, the anaesthetic devices had to be set up and put into operation. Therefore, all male piglets were administered analgesic treatment (Meloxicam 0,4 mg/kg, Metacam® 5 mg/ml i.m., Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH, Ingelheim / Rhein)) at least 30 minutes before castration and additionally internal management procedures (e.g. ear tagging, iron supplementation, vaccination programme, tail docking) were carried out (Table 3). The farmers used their individual work flows to carry out castration process without and under isoflurane anaesthesia. Subsequently, castration procedure started in AF batches without anaesthesia and in IA batches under isoflurane anaesthesia. For IA, three types of anaesthetic devices (PigNap 4.0 BEG Schulze Bremer GmbH, PorcAnest 3000® Promatec Automation AG, Anestacia® GDO Precision Technology GmbH) were used. All three are working with 5 Vol.- % isoflurane (Isofluran Baxter vet, 1000 mg/g, Baxter Deutschland GmbH, Unterschleißheim) mixed with room air as carrier gas and the narcotic gas was released for 70-90 seconds over the provided masks. After fixation in the anaesthetic device and expiry of the initiation time, the farmers had to check the interdigital claw reflex to assure sufficient anaesthetic depth. If there was a reaction, the anaesthesia

had to be prolonged. Consistently with AF piglet castration, castration under IA was performed by small skin incision, forward shifting of the testicles and serving the spermatic cord by using a scalpel (AF) or emasculator (IA). After castration, piglets were removed from the fixation (AF) or the inhalation masks (IA) and replaced in a Box to wake up (IA). As soon as they could stand on their own, the piglets were replaced to the sows. Due to malfunction of the anaesthetic devices on two farms (7, 14) only four respectively five batches could be evaluated. Although all data from farm 10 were collected, they couldn't be analysed due to persistent technical problems (Table 3). Moreover, IA batches on farm 3 (PA), 2, 6, 11 (PN) had to be stopped and repeated due to technical problems which occurred on the castration day.

Anaesthetic devices and castration process under isoflurane anaesthesia (IA)

The anaesthetic devices of the three brands differed in various characteristics. The PigNap 4.0 is equipped with four operating units and the evaporator has a heater. The initiation time is 70 seconds. After placing the piglets backwards into the provided double-walled masks, the narcotic gas-air-mixture is inhaled from a breathing bag. For each piglet there is a separate control light which triggers a magnetic plunger by pressing the trunk disc on a valve, whereby the gas mixture is actively inhaled through the breathing bag. This ensures the individual needs (e.g. size of piglets) of each piglet. After 55 seconds the control light starts flashing, after another 15 seconds the colour changes from red to green, which signals the start of castration. If the depth of anaesthesia is insufficient, gas flow must be prolonged and should be completed after 120 seconds after the piglet is placed [29]. The PorcAnest 3000® has three operating units and a heater as well. The piglets are fixed in the holder on their bellies and by pressing the trunk on the sieve gland, the electromagnetic valve opens. Before the initiation time of 90 seconds expires, the piglets are turned onto their back. After 70 seconds the counter starts to blink, which signals the start of the castration. As long as the pressure on the mask remains, the gas supply is maintained but after 90 seconds the active gas flow for the respective station is switched off. If necessary, a new anaesthetic cycle

must be started if the depth of anaesthesia is insufficient, by replacing the piglet in the mask [30]. The Anestacia device was used with three and four operating units, all devices were equipped with a heater. After securing the piglets the photoelectric sensor detects the inserted piglet and the timer starts counting down from 85 to 15 seconds. During that time, the blue LED "Isoflurane On" lights up. After 70 seconds, the green LED "Castration" turns on. As soon as the pre-set time of 15 seconds has counted down to zero, the isoflurane automatically switches off and the fresh air supply starts. It is possible to extend the duration of anaesthesia once for all units for 30 seconds [31].

Data collection

Defensive movements

For data sampling, the castration process of all male piglets was recorded by video camera including four farrowing batches under supervision of the CFS and seven farrowing batches by the farmer. Afterwards, the recorded videos were analysed always by the same person. Defensive movements were evaluated during castration process in IA batches due to the intensity of movement and vocalisation and rated by using a score system as shown in Table 4 [8, 11]. In the evaluation, score 0 and 1 were combined and represent sufficient depth of anaesthesia. Also, score 3 and 4 were combined and represent insufficient depth of anaesthesia [8, 12]. In addition, it was investigated whether the location of the device (stable aisle and farrowing compartment) has an impact on the depth of anaesthesia.

Table 4 Modified movement score after Wenger et al. [11], and Härtel et al. [8]

Score	Defensive movements/ Vocalisation
0	no defensive movements
1	1 short defensive movement of one limp, no vocalisation
2	2 short defensive movements, no vocalisation
3	3 - 4 short defensive movements or 1 long defensive movement or one vocalisation
4	> 4 short or > 1 long defensive movement or > one vocalisation

Anaesthetic incidents and mortality rate

If anaesthetic incidents (apnea, cardiovascular arrest, gasp) occurred during the anaesthetic or recovery phase, appropriate countermeasures (panning, cold water pouring, and cardiac massage) were initiated and documented in a pre-made sheet. Additionally, the piglet mortality rate after the castration process until 24 hours were assessed.

Labour time and isoflurane consumption

To determine isoflurane consumption and labour time under isoflurane anaesthesia, data were obtained over three batches on each farm. The required working time for the complete castration process "complete process" and also for the individual process steps "preparation" (required material, set up of the device in IA batches), "analgesia" (administration of the analgesic) and "post-processing" (cleaning, disinfection and disassembly of the device in IA batches) was collected in three IA and the one AF batch per farm with a chronometer in minutes (min) by the CFS. The individual process step "castration" (start of first piglet until last piglet) was measured afterwards according to the video records for each batch. The time for "complete process", "analgesia" and "castration" was corrected by the number of castrated piglets per batch. Due to technical problems with the device and the termination of the castration process under IA on farm 10, only 45 IA batches were evaluated. For further evaluation of economic effects, the farmer was asked to perform the complete castration in IA batches and also in AF batch with the same number of persons. The number of people involved varied between the farms (two and three persons) but did not vary within the farms over the entire test period. As the collected required working time was determined regardless of the number of persons involved, the workload was calculated considering the required labour time for "complete process" x number of persons involved deducting idle times of individual persons (Suppl. Table S1). Isoflurane consumption was calculated due to filled and used isoflurane and corrected by the number of castrated piglets per batch. It was also documented by the CFS on three farm visits.

Isoflurane exposure

The sampling and analysis of isoflurane exposure concentration in the ambient air was carried out by TÜV SÜD Industrie Service GmbH according to the procedure of Härtel et al. (8) and IFA protocol no. 7673 (10/2004) twice on 15 farms. Unfortunately, two farms (7, 10) had to be excluded from the evaluation, due to persistent technical problems with their devices. The measurements included five stations: in the ambient air of the castrating person, the ambient air of the person transporting the piglet crates, the ambient air of the anaesthesia mask, on the activated charcoal filter and in the piglet boxes. In accordance with the Ordinance on Hazardous Substances, the usual occupational exposure limit value (OEL) was determined. A shift mean value describing the exposure on 5 days per week for 8 hours each, was extrapolated to the lifetime working hours [32].

Statistical analysis

The collected data was summarised in a database using Microsoft Excel® 2019 (Fa. Microsoft, Redmond, USA) and analysed statistically in IBM SPSS® Statistics Version 26.0 (Fa. IBM Corp. Armonk, USA). Labour time, workload, isoflurane consumption and isoflurane exposition data were descriptively and presented as mean and standard deviation. In order to test the non-normally distributed parameters for significance (isoflurane consumption, workload and required working time separated after devices and IA/AF batches) a Kruskal-Wallis-Test was performed. For comparing required time between IA and AF batches a Mann-Whitney-U test was performed.

For analysing proportion of animals with sufficient depth of anaesthesia and anaesthetic incidences per batch, all data wrangling and statistical analyses were conducted using R Statistical language (version 4.0.3; R Core Team, 2020). A total of 28 missing values (14 in depth of anaesthesia and 14 in incidents of anaesthesia) were imputed via the missRanger approach, a non-parametric multivariate imputation by chained random forest algorithm with 1000 trees (32). This method combines random forest imputation (33, 34) with predictive mean matching (35) and thus iterates multiple times until the average out-of-bag prediction error of the models

stops to improve. The quality of imputation was then controlled visually and since all imputed values fell into the distribution of the existing values, the result of the imputation was accepted. Generalized Additive Models for Location Scale and Shape were used to model both the percentages of depth of anaesthesia and percentages of incidents of anaesthesia on farms. One-inflated beta distribution family was used to model the percentages of depth of anaesthesia, since it included numerous ones (100 %). Zero-inflated beta distribution family was used to model the percentages of incidents of anaesthesia, since it included multiple zeros (0 %). All contrasts (differences) between particular categories of categorical variables were assessed after model-fitting by the estimated least-squares marginal means (emmeans) with the Tukey p-value correction for multiple comparisons. Results with a p-value < 0.05 were considered statistically significant, while results with a p-value < 0.1 were considered suggestive.

List of abbreviations

AF anaesthetic free

AN Anestacia® device

CFS clinic for swine

DLG German Agricultural Society

IA isoflurane anaesthesia

min minimum

max maximum

n number

PA PorcAnest® device

PN PigNap device

SD standard derivation

TÜV TÜV, SÜD AG, Technical monitoring association

Declaration

- **Ethics approval and consent to participate**

Not applicable.

- **Consent for publication**

Not applicable.

- **Availability of data and material**

The datasets used and analysed during the current study are not publicly available due to certain restrictions concerning confidentiality but are available from the corresponding author on reasonable request.

- **Competing interests**

The authors declare that they have no competing interests

- **Funding**

Federal Ministry of Food and Agriculture funded the study.

- **Authors' contributions**

EW, SG and SZ wrote the manuscript; EW, MB, SG, HH, JK performed the data collection; EW, SZ, SG and AW analysed the data; MR, SZ and SG conceived and supervised the study. YZ, SZ, EW performed the statistical analysis. All authors read and agreed to the published version of the manuscript.

- **Acknowledgements**

The authors gratefully thank the farmers. They thank the Federal Ministry of Food and Agriculture for the financial support of this study

References:

1. Federal Ministry of Justice and Consumer Protection. Tierschutzgesetz. <https://www.gesetze-im-internet.de/tierschg/BJNR012770972.html>. Accessed 21 Dec 2021.
2. Federal Ministry of Justice and Consumer Protection. Ferkelbetäubungssachkundeverordnung. <https://www.gesetze-im-internet.de/ferkbetsachkv/BJNR009600020.html>. Accessed 21 Dec 2021.
3. Federal Statistical Office (Destatis). Holdings with pigs and stock of pigs. <https://www.destatis.de/EN/Themes/Economic-Sectors-Enterprises/Agriculture-Forestry-Fisheries/Animals-Animal-Production/Tables/5-holdings-with-pigs-and-stock-of-pigs.html>. Accessed 21 Dec 2021.
4. Federal Office for Agriculture and Food. Ferkelkastration: Isofluran-Narkosegeräte und Informationskampagne im Rückblick. 2020. https://www.ble.de/SharedDocs/Pressemitteilungen/DE/2020/201221_Isofluran-Narkosegeraete.html. Accessed 21 Dec 2021.
5. Erhardt W, Henke J, Baumgartner C, Kroker R. Allgemeinanästhetika. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J, Baumgartner C, Tacke S, editors. Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen. 2. Stuttgart: Schattauer; 2012. p. 17-110.
6. Schulz C, Ritzmann M, Palzer A, Heinritzi K, Zoels S. Effect of isoflurane inhalation anesthesia on postoperative pain due to castration of piglets. *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*. 2007;120(5-6):177-82.

7. 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. 2013;155(12):651-9.
8. Härtel H, Gumbert S, Rauh A, Beisl M, Schulz J, Kempf K, et al. Investigations on suckling piglets castrated under automated isoflurane anesthesia. Tierärztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere. 2021;49:1-12.
9. Steigmann M. Evaluation of analgesia during castration of male piglets under automated isoflurane anaesthesia. Hannover: Tierärztliche Hochschule Hannover; 2013.
10. Schwennen C. Untersuchungen zur Anwendbarkeit der Isoflurannarkose bei der Ferkelkastration sowie deren Auswirkung auf Produktionsparameter in der Ferkelerzeugung unter konventionellen Produktionsbedingungen. Hannover: Tierärztlichen Hochschule Hannover; 2016.
11. Wenger S, Jäggin N, Doherr M, Schatzmann U. Halothane anaesthesia for piglet castration: field study to evaluate costs and benefits. Tierärztl Prax. 2002(30):39-45.
12. Kupper T, Spring P, Pauly C. ProSchwein: alternatives to the conventional castration of piglets. Zollikofen 2008. Report No.: 1022-663X Contract No.: 1.

13. Schwennen C, Kolbaum N, Waldmann K-H, Hötig D. Evaluation of the anesthetic depth during piglet castration under an automated isoflurane-anaesthesia at farm level. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr.* 2016;129(1/2):44-51.

14. German Agricultural Society (DLG). DLG-Prüfberichte zu den Isofluran-Narkosegeräten veröffentlicht Frankfurt am Main 2020. <https://www.dlg.org/de/mitgliedschaft/newsletter-archiv/2020/34/dlg-pruefberichte-zu-den-isofluran-narkosegeraeten-veroeffentlicht>. Accessed 21 Dec 2021.

15. German Agricultural Society (DLG). DLG-Prüfbericht Isofluran-Narkosegerät "Anestacia" Frankfurt am Main 2020. Deutsche Landwirtschaft Gesellschaft; 2020 Prüfbericht 7082: GDO GmbH, Isofluran-Narkosegerät "Anestacia" mit drei oder vier Narkosestationen. https://pruefberichte.dlg.org/filestorage/_V2-05.pdf. Accessed 21 Dec 2021.

16. Rintisch Ulf, Baars Jan, K.-H. L. Evaluation of perioperative analgesia by nociceptive flexor reflex in pigs under ketamine-azaperone-general anaesthesia. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr.* 2012(125 (3-4)):96-102.

17. Waldmann K-H, Potschka H, Lahrmann K-H, Kästner S. Suckling piglet castration under local anaesthesia? A situation analysis from a scientific point of view. *Dtsch. Tierarztebl.* 2018;9:1218-1226.

18. Hodgson DS. Comparison of isoflurane and sevoflurane for short-term anesthesia in piglets. *Vet Anaesth Analg.* 2007;34(2):117-124.

19. Hodgson DS. An inhaler device using liquid injection of isoflurane for short term anaesthesia in piglets. *Vet Anaesth Analg*. 2006;33(4):207-213.

20. Walker B, Jäggin N, Doherr M, Schatzmann U. Inhalation anaesthesia for castration of newborn piglets: experiences with isoflurane and isoflurane/NO. *J Vet Med A Physiol Pathol Clin Med*. 2004;51(3):150-154.

21. Scollo A, Galli MC, Contiero B, De Benedictis GM, Orlandi B, Gottardo F. Analgesia and/or anaesthesia during piglet castration-part II: practicability of farm protocols, resource efficiency and economic implications. *Italian Journal of Animal Science*. 2021;20 (1):472-478.

22. Weber S, Das G, Waldmann KH, Gauly M. Labour time required for piglet castration with isoflurane-anaesthesia using shared and stationary inhaler devices. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr*. 2014;127(3-4):108-114.

23. Raaflaub M, Genoni M, Kämpf D. Economic impact of alternative methods for castration of piglets without analgesia. Alternative methods to conventional piglet castration without analgesia. TP1, Economic effects. Berner Fachhochschule, Schweizerische Hochschule für Landwirtschaft SHL, Zollikofen: Hochschule für Agrar-, Forst- und Lebensmittelwissenschaften; 2008.

24. Insurance TifOSaHotGSA. GESTIS international limit values: Institut für Arbeitsschutz der Deutschen Gesetzlichen Unfallversicherung; 2021 [updated May 2021. <http://limitvalue.ifa.dguv.de/>. Accessed 21 Dec 2021.

25. Säre H, Ambrisko T, Moens Y. Occupational exposure to isoflurane during anaesthesia induction with standard and scavenging double masks in dogs, pigs and ponies. *Laboratory animals*. 2011;45(3):191-195.
26. Riethmüller A, Ströker U. Anwenderschutz bei der Inhalationsnarkose zur Ferkelkastration. Kassel: Sozialversicherung für Landwirtschaft, Forsten und Gartenbau; 2020.
27. Koller M, Käslin E. Anwendung von Isofluran bei der Kastration von Ferkeln. Schweiz: Abteilung Arbeitsmedizin:Abteilung Gesundheitsschutz am Arbeitsplatz; 2018. Schweiz. P. 3-4.
28. BEG Schulze Bremer GmbH. Ferkelnarkosegerät PigNa 4.0. <https://www.schulzebremer.com/9200>. Accessed 21 Dec 2021.
29. Promatec Automation AG, Ferkelnarkosegerät PorcAnest 3000. <https://www.promatec.ch/content/48/59/porcanest>. Accessed 21 Dec 2021.
30. GDO Precision Technology GmbH, Ferkelnarkosegerä Anestacia. : <https://www.anestacia-narkose.de>. Accessed 21 Dec 2021.
31. Arbeitsmedizin BfAu. Ausschuss für Gefahrenstoffe, TRGS 900, Technische Regeln für Gefahrstoffe, Arbeitsplatzgrenzwert. 2006.
32. Mayer M. Miss Ranger: fast imputation of missing values, R package version 2.1.0.2019.

33. Wright MN, Ziegler A. Ranger: a fast implementation of random forests for high dimensional data in C++ and R. *J Stat Softw.* 2017;77:1-17.
34. Stekhoven DJ, Bühlmann P. MissForest-Non-Parametric missing value imputation for mixed-type data. *Bioinformatics.* 2012;28:112-8.
35. Van Buuren S, Groothuis-Oudshoorn K. mice: Multivariate Imputation by Chained Equations in R. *J Stat Softw.* 2011;45(3):1-67.

Additional file**Additional file 1**

File Name: Table S1: Workload (complete process)

Table 5 S1 Workload (in minutes) for complete process per piglet divided into IA and AF batches per device.

device	workload (minutes)					
	IA batches			AF batches		
	n	mean \pm SD	min/max	n	mean \pm SD	min/max
Complete process*	45	4.5 \pm 1.7 ^b	1.5 - 9.1	14	3.0 \pm 1.6 ^a	1.5 - 7.2
PN	15	3.5 \pm 1.5 ^A	2.1 - 6.9			
PA	18	4.4 \pm 0.9 ^{A,B}	2.8 - 6.0			
AN	12	5.6 \pm 2.1 ^B	1.5 - 9.1			

*: complete castration process per piglet

a,b: differs significantly within a row

A,B: differs significantly within a column

Additional file 2

File Name: Table S2: Results of the isoflurane concentration measurements (TÜV SÜD)

Table 6 S2 Results of the isoflurane concentration measurements (TÜV SÜD GmbH).

farm ID	device	piglet boxes	castration		transport		mask		carbon filter		Piglet box	
			1 ^a	2 ^b	1	2	1	2	1	2	1	2
2	PN	1 ^c	5.6 ^e	4.4	8.2	4.7	13.3	40.2	-	4.4	64.0	32.7
6		1	1.8	1.5	-	-	48.6	45.5	4.8	3.1	24.4	29.8
11		1	4.2	2.8	3.5	2.2	13.3	15.7	7.8	4.8	87.6	41.1
12		2 ^d	7.4	1.6	6.6	1.6	12.3	129.0	9.6	3.6	126.3	142.9
13		2	7.8	0.6	9.6	5.2	41.6	5.5	7.5	0.4	31.8	27.41
1	PA	2	1.7	0.8	4.7	3.4	16.2	15.9	60.7	8.4	16.3	156.1
3		2	3.8	3.3	4.4	2.8	8.4	10.0	7.3	2.8	23.1	96.6
4		1	20.3	6.6	10.7	3.6	51.1	48.3	7.7	1.4	84.3	58.1
5		2	1.0	1.2	2.9	4.5	14.5	20.7	0.2	0.6	69.6	177.8
15		2	23.3	7.4	6.6	3.4	88.4	30.4	8.2	3.4	210.9	268.9
7	AN	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
8		2	8.7	8.1	5.2	4.7	48.2	16.6	8.1	7.4	80.6	57.4
9		2	2.2	9.3	2.1	2.7	66.0	75.1	0.8	9.4	207.3	34.7
10		2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
14		2	6.3	8.7	5.7	4.0	7.6	17.5	4.6	6.9	50.3	93.5

^a 1st measurement

^b 2nd measurement

^c opened piglet boxes

^d closed piglet boxes

^e mg/m³

V. ERWEITERTE DISKUSSION

Die Übergangsfrist, welche die betäubungslose Kastration von männlichen Saugferkeln verbietet, endete am 01.01.2021 (TierSchG). Die Kastration unter Isoflurannarkose in Kombination mit einem geeigneten Analgetikum kann entsprechend des deutschen TierSchG und der FerkBetSachkV von sachkundigen Personen mit einem automatisierten und geeignetem Isofluran Gerät selbständig durchgeführt werden (FerkBetSachkV). Ziel der vorliegenden Feldstudie war es, den Einsatz von drei verschiedenen Narkosegeräten bei der chirurgischen Kastration männlicher Ferkel unter automatisierter Isoflurannarkose zu evaluieren. Dies geschah auf 15 konventionellen Ferkelerzeugerbetrieben in Süddeutschland. Die Datenerhebung fand mithilfe folgender Parameter statt: die Narkosetiefe anhand von Abwehrbewegungen, Narkosezwischenfälle, Ferkelsterblichkeit sowie der Arbeitsaufwand im Vergleich zur betäubungslosen Kastration. Zudem wurden Daten hinsichtlich der Arbeitssicherheit erhoben. Dafür wurden Daten aus zehn Isoflurannarkose (IA)-Durchgängen und einem betäubungslosen (AF)-Durchgang evaluiert.

1. Funktion Narkosegeräte

In der vorliegenden Studie konnten nur Daten von Durchgängen systematisch ausgewertet werden, in denen die automatisierten Isoflurannarkosegeräte ohne Anzeichen von Störungen funktionierten. Aufgrund anhaltender technischer Probleme mit den Geräten, mussten insgesamt 21 von 150 Kastrationsdurchgängen abgebrochen werden, davon waren acht der insgesamt 15 eingesetzten Geräte von drei Herstellern betroffen. Bereits GÄCKLER et al. (2021) berichteten auf Grundlage einer Umfrage der DLG unter Landwirt:innen, ein Jahr nach Einführung der Isoflurannarkose in Deutschland, von zum Teil erheblichen Problemen mit den Geräten. So wurde in vier Betrieben nach wenigen anästhesierten Ferkeln ein gehäuftes Auftreten von Narkosezwischenfälle, zumeist Atemstillstände, festgestellt und daraufhin folgte der sofortige Abbruch des Kastrationsdurchgangs. Daraufhin wurden die Isoflurankonzentration an den Masken der betroffenen Geräte von einer

Mitarbeiterin der KfS mithilfe des Messgerätes Vamos® (Fa. Dräger Medical Deutschland GmbH, Unterhaching) gemessen und dabei eine Narkosegaskonzentration von bis zu 8 Vol.- % festgestellt. Dies deutet daraufhin, dass die Tiere wegen der zu hohen Isofluranexposition ins Asphyxiestadium nach GUEDEL (1937) abrutschten, dass über Schnappatmung zum Atemstillstand bis hin zur Bradykardie führen kann. So erlitten beispielsweise auf Betrieb 6 zu Beginn der Kastration vier von 35 (11,4 %) männlichen Ferkeln einen Atemstillstand. Durch das zügige Handeln des:der Landwirt:in und die daraufhin eingeleiteten Gegenmaßnahmen, die durch Stimulation der Atmung zum Abatmen des Narkosegases und zur Abflachung der Narkose führte, (AMMER & POTSCHKA, 2016) wurden keine Ferkelverluste verzeichnet. Im Austausch mit den Techniker:innen der Gerätefirma konnten diese erhöhten Isoflurankonzentrationen letztlich auf einen Fehler an den Verdampfern eines bestimmten Herstellers zurückgeführt werden, welcher anschließend angemahnt und nach Aussage der Gerätefirma behoben wurde. Bereits in der genannten DLG-Umfrage wurde die Unterstützung dieses Herstellers positiv hervorgehoben (GÄCKLER et al., 2021). Dennoch verdeutlichen diese Beispiele, dass eine gute Schulung der Landwirt:innen aber auch ein schneller und professioneller technischer Service und verlässlich funktionierende Geräte unabdingbar sind, dies bestätigt auch HÄRTEL et al. (2021). Auf den Betrieben 7, 8, 10 und 14 unter Verwendung des Gerätes Anestacia®, kam es an 23 IA-Durchgängen zu Problemen, wodurch die Kastrationen gestoppt werden mussten. Meistens wurde eine unzureichende Narkosetiefe trotz Einhaltung der vorgeschriebenen Einleitungszeit und Verlängerung der Narkosezufuhr festgestellt. Auch hier wurde mithilfe des Vamos®-Gerätes die Isoflurankonzentration überprüft. Die dort gemessenen Werte lagen unterhalb der angestrebten 5 Vol.- %, zudem konnte bei gleichzeitiger Belegung mehrerer Stationen (drei bzw. vier), eine Abnahme der Isoflurankonzentration an den Masken ermittelt werden, dies bestätigen auch Untersuchungen von der Deutschen Landwirtschafts-Gesellschaft (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e). Auch wurden diese Geräte den Techniker:innen der jeweiligen Herstellerfirma vorgestellt, lediglich auf Betrieb 8 konnten die Mängel behoben werden. Alle anderen Geräte zeigten anhaltende unzureichende

Isoflurankonzentrationen, ohne dass die Ursache gefunden werden konnte. Die mangelnde Funktionalität einiger Geräte trotz wiederholter Vorstellung bei den Techniker:innen bestätigen auch die Umfrageergebnisse anderen Studien (BALDINGER et al., 2017b; GÄCKLER et al., 2021). Deshalb sind aus unserer Sicht weitere Studien mit dem Anestacia® Gerät zur Saugferkelkastration anzuraten. So ist eine unzureichende Narkosetiefe nicht immer zwingend auf einen defekten Verdampfer zurückzuführen, mehr noch ist ein vorsichtiger Umgang mit solch empfindlichen Geräten wichtig. Demnach ist die richtige Lagerung des Narkosegerätes Voraussetzung für ein einwandfreies Funktionieren der Geräte. Schmutz und Staub in den Schläuchen und Masken, können der Grund für eine unzureichende Narkosetiefe sein. Auch sollte die Umgebungstemperatur und die Feuchtigkeit am Kastrationsort berücksichtigt werden, da eine Nass- Kalte Umgebung die Isofluransättigung des Gasgemisches beeinflussen kann (ENZ et al., 2013; DLG, 2020a; GÄCKLER et al., 2021).

2. Narkosetiefe

Insgesamt wurden Daten von 11574 Ferkeln aus 14 Betrieben ausgewertet. Diese stammen aus 129 Abferkeldurchgängen, in denen ohne Hinweise auf Fehlfunktion der Geräte, alle normalanatomischen männlichen, narkosefähigen Ferkel unter Isoflurannarkose kastriert wurden. Aufgrund des vorgegeben Studienzeitraums war es nicht möglich auf allen 15 Betrieben, an allen Kastrationsdurchgängen zeitgleich anwesend zu sein, weshalb jeweils sieben der zehn geplanten Durchgänge pro Betrieb mit Hilfe von Kameras dokumentiert wurden. Das Filmmaterial wurde stets von derselben Person ausgewertet und anhand des modifizierten Abwehrscores nach WENGER et al. (2002) und HÄRTEL (2021) beurteilt. In Anlehnung an die Studie von HÄRTEL et al. (2021) wurden die Scores 0 und 1 zusammengefasst und als ausreichende Narkosetiefe definiert. Ebenso wurden die Scores 3 und 4 zusammengefasst und als unzureichende Narkosetiefe bezeichnet. Auch aufgrund der anwenderfreundlichen Bedienung der Kameras, war das Filmen für den Großteil der Landwirt:innen kein Problem. Obwohl die Auswertung der Filme sehr zeitintensiv ist, stellte es sich wie auch schon bei

ABENDSCHÖN (2021), als gutes Tool da, um in kurzer Zeit eine große Menge gut auswertbarer Daten zu sammeln. Hinzukommt, dass die Videos in Ruhe ausgewertet werden können und die Landwirt:innen während des Prozesses nicht durch die Anwesenheit betriebsfremder Personen gestört werden. Allerdings musste auf Betrieb 1 und 14 ein bzw. zwei Durchgänge aufgrund von verloren gegangenem Videomaterial wiederholt werden. Unabhängig vom Narkosegerät konnte in der vorliegenden Studie bei 80 % aller kastrierten Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe erreicht werden. Vergleichbare Ergebnisse unter ähnlichen Bedingungen wurden in der Schweizer Studie von ENZ et al. (2013) beschrieben, hierbei zeigten 66 % der Ferkel keine oder nur eine kurze Abwehrbewegung. Eine ausreichende Narkosetiefe (Score 0 + 1) konnte mit dem PA bei 92 % (n = 3259) der kastrierten Ferkel erreicht werden. Die von HÄRTEL et al. (2021) durchgeführte Studie kam zu ähnlichen Ergebnissen. Unter Verwendung desselben Geräts zeigten in HÄRTEL (2021) Studie 95 % der kastrierten Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe. Das höhere Ergebnis könnte auch auf die verlängerte Einleitungszeit von 90 Sekunden zurückzuführen sein. Darüber hinaus beschreiben frühere Studien von KUPPER und SPRING (2008) bei 92 % der kastrierten Ferkel keine oder nur eine kurze Abwehrbewegung. In der vorliegenden Studie, traten bei einem von fünf PA-Geräten während eines Durchgangs technische Probleme auf. Diese äußerten sich in gehäuftem Auftreten von Atemstillständen der eingelegten Ferkel. Daraufhin wurde der Kastrationsprozess sofort gestoppt. Nachdem ein:eine Techniker:in der Firma Promatec Automation AG das Gerät vollständig überarbeitete, konnte der Fehler behoben und der Durchgang an dem darauffolgenden Kastrationszyklus ohne weitere Vorkommnisse wiederholt werden. Mit dem Gerät PigNap konnte bei 85 % (n = 4348) der kastrierten Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe erzielt werden. Im Gegensatz dazu berichtet HÄRTEL (2021) unter Verwendung des gleichen Gerätes bei 94 % der Ferkel von einer ausreichenden Narkosetiefe. Grund für diese besseren Ergebnisse sind möglicherweise die Vorherrschenden standardisierten Bedingungen und die Durchführung der Kastration durch eine Tierärztin. Frühere Studien von SCHWENNEN (2015) und STEIGMANN (2013) weisen mit den PN-Geräten ebenfalls auf einen niedrigeren prozentualen Anteil an ausreichend

narkotisierten Tieren hin. So zeigen nur 77 % bzw. 66 % der überwachten Ferkel eine ausreichende Betäubungstiefe. Ein Grund für das höhere Ergebnis in der vorliegenden Studie könnte die technische Überarbeitung der Geräte im Hinblick auf die Zertifizierung durch die Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft (DLG) im Jahr 2020 sein (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b, 2020a, 2020e). Dennoch mussten weitere Durchgänge auf den Betrieben 2, 6 und 11 aufgrund von technischen Problemen mit dem PigNap Verdampfer vorzeitig gestoppt werden. Hierbei konnte mithilfe des Vamos[®]-Messgerätes eine erhöhte Isoflurankonzentration an den Masken gemessen werden. Durch das Überarbeiten der Geräte seitens der Herstellerfirma, konnte die Ursache ermittelt und behoben werden. Trotz wiederholter Kontaktaufnahme mit dem Hersteller der Anestacia[®] Geräte, konnten viele auftretenden Probleme bei den einzelnen Geräten während der Studienlaufzeit nicht behoben werden. Dadurch kam es zum Abbruch von Durchgängen auf den Betrieben 7, 10 und 14, welche nicht ausgewertet werden konnten. Häufigster Grund für eine unzureichende Narkosetiefe, war die niedrige Isoflurankonzentration von <5 Vol.- % welche an den Masken gemessen wurde. Auch die Ergebnisse der Messungen im Prüfbericht durch die Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft zeigen, dass bei Belegung aller Stationen dieser Geräte zum Teil nur eine inspiratorische Konzentration von 3,7 - 4,3 Vol.- % erreicht wird (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020e). Die mit den Anestacia[®] Geräten durchgeführten Durchgänge (n = 1666 Ferkel) ergaben im Mittel bei 57 % der kastrierten Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe. Eine mögliche Erklärung für diese geringe Anzahl an Tieren mit ausreichender Narkosetiefe, könnten die anhaltenden technischen Probleme bei vier von fünf Geräten sein. Ein weiterer Grund hierfür, könnten auch bestehende Managementprobleme auf den Betrieben gewesen sein. Wie beispielsweise Videoaufzeichnungen belegten, gab es vereinzelt Probleme bei der Durchführung der Kastration innerhalb des vorgegebenen Zeitfensters. Dabei konnten bei bereits eingelegten, noch unkastrierten Ferkeln erste Anzeichen des Wiedererwachsens beobachtet werden. Diese Beispiele verdeutlichen, dass auch das Zeitmanagement ein wichtiger Bestandteil einer funktionierenden Narkose ist. Diese Einschätzung teilen auch GÄCKLER et al. (2021). Deshalb ist es unter anderem essenziell, dass

die Landwirt:innen nur mit der für sie zu bewältigenden Anzahl an Operationseinheiten arbeiten. Eine weitere Möglichkeit wäre auch die Anzahl der zuarbeitenden Personen entsprechend anzupassen. Um unzureichende Narkosetiefen vorzubeugen, muss die vorgeschriebene Einleitungszeit eingehalten werden und diese gegebenenfalls verlängert werden. Befindet sich ein in das Narkosegerät eingelegtes Ferkel bereits in der Aufwachphase, muss der komplette Kastrationsvorgang von Neuem gestartet werden. Darüber hinaus müssen Landwirt:innen vor Beginn der Kastration eine ausreichende Narkosetiefe mittels Reflextestung sicherstellen. Wie bereits in vorangegangenen Studien von HÄRTEL et al. (2021) und RINTISCH et al. (2012) wurde auch hier der Interdigitalklauenreflex als Instrument zur Überprüfung des chirurgischen Toleranzstadiums verwendet und nicht beispielsweise der Palpebral- oder Nasenscheidewandreflex aufgrund der Maskeneinleitung (LAHRMANN, 2006). Zusätzlich wurde der Einfluss des Standortes der Geräte (Stallabteil oder Stallgang) auf die Narkosetiefe untersucht. Dabei konnte kein signifikanter Zusammenhang festgestellt werden ($p > 0,05$). Zudem konnte auch der Einfluss der Umgebungstemperatur anhand der vorliegenden Daten nicht statistisch abgesichert werden, dies bestätigen auch die Untersuchungen von HÄRTEL (2021). Nichtsdestotrotz sollte bei Verwendung der Narkosegeräte auf die Außentemperatur geachtet werden (DLG, 2020a). In der vorliegenden Studie wurde beobachtet, dass bei Außentemperaturen von $< 10^{\circ}\text{C}$ das PorcAnest[®] Gerät im Vergleich zu den Herstellerangaben eine verlängerte Aufwärmphase von mehr als 10 - 25 Minuten benötigt, trotz integrierter Heizung. Ähnliche Beobachtungen konnten bei den Anestacia[®] Geräten festgestellt werden. Aus unserer Sicht sind weiterführende Untersuchungen anzuraten, um detailliertere Aussagen über den Einfluss der Umgebungstemperatur auf die Funktionsfähigkeit der Geräte und somit auf den Anteil der ausreichend narkotisierten Tiere treffen zu können. Im Hinblick auf die Ferkelgesundheit und die Einhaltung der Herstellerempfehlung, sollte auf eine Umgebungstemperatur von mindestens 20°C geachtet werden, um sowohl eine optimale Narkosetiefe der Ferkel zu erreichen als auch das Risiko für eine Hypothermie der Ferkel zu minimieren (GÄCKLER et al., 2021). Zudem sollte auf eine ausreichende Belüftung der Umgebung

geachtet werden (KUPPER & SPRING, 2008; ENZ et al., 2013). Abschließend muss es jedoch das oberste Ziel sein, für jedes Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe mit chirurgischer Toleranz zu erreichen. Dafür sind funktionsfähige Geräte, adäquate Durchführung der Narkosen (richtiges Einlegen der Ferkel, vorgegebene Einleitungszeiten einhalten und ggf. Verlängern) sowie gutes Betriebsmanagement Voraussetzung. Deshalb sind weiterführende Studien und Optimierungsmaßnahmen hinsichtlich ausreichender Narkosetiefe unabdingbar.

3. Narkosezwischenfälle und Ferkelverluste

Von den 11574 kastrierten Ferkel in den IA-Durchgängen traten bei 1,7 % (n = 201) der Ferkel Narkosezwischenfälle auf, hauptsächlich in Form von Atemstillstand, gefolgt von Herz-Kreislauf-Stillstand und Schnappatmung. In der vorliegenden Studie war unabhängig vom Gerät, der am häufigsten auftretende Narkosezwischenfall, der Atemstillstand. Diese Ergebnisse werden auch von HÄRTEL et al. (2021) gestützt. So traten mit dem PN-Gerät bei 0,3 % (n = 19) von 5128 kastrierten Ferkeln; mit dem PA-Gerät 2,8 % (n = 100) von 3526 und mit dem Anestacia® Gerät bei 2,8 % (n = 82) von 2920 kastrierten Ferkeln, ein Narkosezwischenfall auf. Die Studie von HÄRTEL et al. (2021) berichtet von insgesamt 0,7 % Zwischenfälle, die während oder am Ende des Kastrationsverfahrens auftraten. Eine mögliche Erklärung hierfür ist, dass in den Untersuchungen von HÄRTEL (2021) im Gegensatz zur eigenen Untersuchung, vor Beginn der Kastration von jedem Ferkel das Gewicht und ein individueller Gesundheitsstatus erhoben wurde. Dadurch konnten möglicherweise nicht narkosefähige Tiere eher ausgeschlossen werden. Hinzukommt, dass in der vorliegenden Studie Narkosezwischenfälle auch auf nicht voll funktionsfähige Geräte bzw. Geräte, bei denen in darauffolgenden Durchgängen eine Fehlfunktion auftraten, zurückzuführen waren. So wurden beispielsweise erhöhte Isoflurankonzentrationen gemessen, wodurch Ferkel ein erhöhtes Risiko hatten ins Asphyxiestadium abzugleiten. Wohingegen Untersuchungen von WENGER et al. (2002) unter der Halothannarkose keine Narkosezwischenfälle verzeichneten. In der vorliegenden Studie konnten mit dem PN-Gerät, die wenigsten Narkosezwischenfällen evaluiert werden. Womöglich ist die verkürzte Einleitungszeit von 70 Sekunden im Vergleich zu den längeren Einleitungszeiten der beiden anderen Geräten (85 Anestacia® bzw. 90 PorcAnest® Sekunden) Grund hierfür. So zeigten auch Untersuchungen von HÄRTEL et al. (2021), dass bei Verlängerung der Einleitungszeit um 30 Sekunden, die Wahrscheinlichkeit für das Auftreten von Narkosezwischenfälle, um den Faktor von 2,3 steigt. Traten Narkosezwischenfällen auf, so konnten entsprechend die in der Schulung vermittelten Inhalte, geeignete Gegenmaßnahmen ergriffen werden (FerkBetSachkV). Dabei wurden die Ferkel aus den Halterungen

entnommen und adspektorisch sowie palpatorisch beurteilt. Bei Feststellung von Schnappatmung, war ein Kaltwasserguss in Kombination mit Frischluftzufuhr oft ausreichend, um die Atmung zu stabilisieren. Auch beim Auftreten von Herz-Kreislaufstillständen (palpatorisch kein Herzschlag fühlbar) konnte durch einen Kaltwasserguss und rhythmisches komprimieren des Brustkorbes, die Atmung angeregt und damit die Abatmung von Isofluran stimuliert werden (UYSTEPRUYST et al., 2002; HEINRITZI, 2006b; HODGSON, 2006; HÄRTEL et al., 2021).

Insgesamt verendeten in den IA-Durchgängen elf von 11574 Ferkel (0,1 %). Davon starben drei Ferkel während der IA und acht Ferkel innerhalb von 24 Stunden nach dem Eingriff. Ähnliche Ergebnisse erzielte ENZ et al. (2013) in deren Untersuchungen, sie ermittelten eine Sterblichkeitsrate von unter 0,1 %. Darüber hinaus gibt es auch Studien, welche über keine Sterblichkeit innerhalb von 24 Stunden nach der Kastration berichten (WALKER et al., 2004; HODGSON, 2006, 2007; STEIGMANN, 2013; SCHWENNEN, 2015; SCOLLO et al., 2021a). In den AF-Vergleichsdurchgängen verendeten im Vergleichszeitraum insgesamt sechs von 1568 Ferkeln (0,4 %) innerhalb von 24 Stunden nach der Kastration. Als Todesursache gaben die Landwirte das Erdrücken durch die Muttersau an. Vergleicht man die Ergebnisse der AF- und IA-Durchgänge, zeigen sich unter den vorliegenden Bedingungen und bei korrekter Durchführung der Narkose mittels Isofluran, keine erhöhten Ferkelverluste. Diese Aussage wird auch durch Ergebnisse andere Studien gestützt (WALKER et al., 2004; SCHULZ, 2007; STEIGMANN, 2013; WALDMANN et al., 2018; HÄRTEL, 2021). Nichtsdestotrotz muss eine exakte Beobachtung der Ferkel während der Aufwach- und Erholungsphase routinemäßig gewährleistet sein, um dieses Risiko zu minimieren.

Auf Betrieb 13 erlitten 75 Ferkel während zwei Durchgängen zehn bis 30 Minuten nach der Kastration unter Isoflurannarkose Anzeichen die als Schock interpretiert wurden, sich allerdings ähnlich einer Eisenintoxikation darstellten. Die Anfälle dieser Tiere äußerten sich in mäßig starker Lautäußerung, Seitenlage und Ruderbewegung aller vier Gliedmaßen. Daraufhin wurden die betroffenen Ferkel mit 0,5ml

Dexamethason Injektionslösung 2mg/ml behandelt, woraufhin eine schnelle Besserung eintrat. Zum Zeitpunkt des Anfallsgeschehens, waren die unter Isoflurannarkose kastrierten Ferkel bereits wieder wach, geh und stehfähig. Obwohl die Ferkel engmaschig kontrolliert wurden, starben acht der 75 Ferkel innerhalb der nächsten 24 Stunden. Trotz eingeleiteter Diagnostik konnte keine endgültige Diagnose gestellt werden. Als Intervention wurden die internen Abläufe in diesem Betrieb dahingehend geändert, dass die Eisenapplikation am Tag vor der Kastration stattfand und nicht in der Kombination mit den Zootechnischen Maßnahmen kurz vor der Narkose. Daraufhin traten nur noch vereinzelt Vorfälle im Zeitraum nach der Eiseninjektion auf, die laut Aussagen des Landwirtes, nach intensiver Beobachtung auch bei weiblichen Tieren auftraten. Ob diese Schockzustände mit der Narkose zusammenhängen oder ob das Narkosegas nur als Auslöser für diesen Prozess dient, kann derzeit nicht gesagt werden. Die Genese des Schocks blieb unklar, weitere Untersuchungen stehen noch aus.

4. Arbeitszeit

In dieser Studie wurde während des gesamten Kastrationsprozesses die Arbeitszeit und die Arbeitslast erhoben. Dies geschah an jeweils vier Kastrationsdurchgängen pro Betrieb durch die KfS. Die Zeiterfassung erfolgte mithilfe einer Stoppuhr, dabei wurde die benötigte Zeit der einzelnen Arbeitsschritte in diesen Kastrationsdurchgängen erhoben, sowie die zusätzlich benötigte Anzahl der beteiligten Personen ermittelt. Die benötigte Arbeitszeit für den gesamten Prozess (Vorbereitung, Analgesie, Kastration, Nachbereitung) dauerte in den IA-Durchgängen im Mittel $2,2 \pm 0,8$ min/Ferkel und überstieg die Zeit der AF-Durchgänge ($1,7 \pm 0,8$ min/Ferkel) signifikant ($p = 0,012$). Dies lässt sich durch die Vor- und Nachbereitungszeit unter Isoflurannarkose erklären, die deutlich mehr Zeit in Anspruch nimmt als bei der betäubungslosen Kastration. Zu einer ähnlichen Einschätzung kommen auch GÄCKLER et al. (2021) in ihrer Umfrage zu den ersten Praxiserfahrungen mit den Geräten. Wohingegen es bei der benötigten Zeit für die Kastration pro Ferkel, keinen signifikanten Unterschied zwischen IA- und AF-Durchgängen gab ($p > 0,05$). Sobald die Landwirt:innen routiniert im Umgang mit den

Anästhesiegerät waren, unterschied sich die für die Kastration benötigte Arbeitszeit pro Ferkel nicht signifikant zwischen den AF- ($0,9 \pm 0,4$) und IA-Durchgängen ($1,0 \pm 0,3$) ($p > 0,05$), ähnlich wie bei WEBER et al. (2014) und HODGSON (2007). Diese Ergebnisse ähneln der Studie von SCOLLO et al. (2021a), die einen zusätzlichen Zeitaufwand in den Analgesie-/Betäubungsgruppen von 13 und elf Minuten im Vergleich zur Kontrollgruppe ohne Analgesie und Betäubung von sieben min pro Wurf errechneten. In der Studie von WEBER et al. (2014) betrug der Mittlere Zeitbedarf für den gesamten Prozess $2,9 \pm 0,3$ min/Ferkel. Autoren früherer Studien ermittelten bereits einen erhöhten Zeitbedarf für die Vorbereitung unter Isoflurannarkose. So berechneten WEBER et al. (2014) und RAAFLAUB et al. (2008), 28 bzw. 20 Minuten für das Aufbauen des PN Geräts. Auch in der vorliegenden Studie wurde für die Vorbereitungszeit im Mittel 17 Minuten benötigt. Wohingegen WENGER et al. (2002) für ihr Gerät eine Vorbereitungszeit von $7,3 \pm 2,4$ Minuten bemessen. Grund dafür, ist die Einfachheit des Gerätes, welches aus dem Jahr 2002 stammte. Betrachtet man den gesamten Kastrationsprozess berichten WALKER et al. (2004) unter Versuchsbedingungen, eine benötigte Gesamtzeit von durchschnittlich 2 min/Ferkel, unabhängig davon, ob die Einleitungszeit bei 90 bzw. 60 Sekunden lag. Berücksichtigt man die Anzahl der am Arbeitsprozess beteiligten Personen, so erhöhte sich die Arbeitsbelastung für den gesamten Kastrationsprozess auf $4,5 \pm 1,7$ min/Ferkel pro Arbeitskraft in den IA-Durchgängen und $3,0 \pm 1,6$ min/Ferkel in den AF-Durchgängen (Tabelle 5, Kapitel IV). Diese Ergebnisse stimmen mit den Untersuchungen von ENZ et al. (2013) überein.

5. Isofluranverbrauch

Isofluran ist ein farbloser, klarer halogenierter Ether, welcher bei 20°C eine maximale Dampfkonzentration von 31,5 % erreichen kann (ERHARDT et al., 2012a). Darüber hinaus wird es zu 99,8 % pulmonal eliminiert, nur 0,2 % werden über den Organismus metabolisiert (LARSEN, 2022). Aus diesem Grund ist die Erhebung des Isofluranverbrauchs nicht nur aus wirtschaftlicher Sicht interessant, sondern auch im Hinblick auf die Umwelt und damit auf die Arbeitssicherheit. In der vorliegenden Studie

wurde der Isofluranverbrauch in ml pro Ferkel berechnet. Hier betrug der mittlere Isofluranverbrauch pro Durchgang $0,57 \pm 0,27$ ml/Ferkel und variierte zwischen einem Minimum von 0,15 ml und einem Maximum von 1,7 ml/Ferkel (Fig. 2, Kapitel IV). Der höchste Verbrauch wurde in den Betrieben 11 (PN) und 14 (AN) errechnet. Bei Betrieb 11 ist der hohe Verbrauch möglicherweise auf technische Probleme mit dem Verdampfer zurückzuführen, welcher sich nach Behebung des Problems auf dem Niveau der anderen PN Geräte einpendelte. Betrieb 14 ist ein sehr kleiner Betrieb mit nur ca. 40 Zuchtsauen. Aufgrund der kleinen Abferkelgruppen wurde das Gerät nie vollständig mit Isofluran befüllt, da der Landwirt den Verdampfer nicht mit unnötig viel Narkotikum befüllen wollte. Aufgrund der langen Standzeit des Gerätes von drei bis sechs Wochen zwischen den Kastrationsdurchgängen wegen der unregelmäßigen Abferkelzeiträume, wird vermutet, dass das im Gerät verbliebene Isofluran verdampft sein könnte. Deshalb musste an den darauffolgenden Kastrationsdurchgängen, wiederholt eine größere Menge Isofluran in den Verdampfer gefüllt werden. Hinsichtlich des Isofluranverbrauchs wurden signifikante Unterschiede zwischen den Geräten festgestellt (PN $0,43 \pm 0,30$ ml/Ferkel, PA $0,61 \pm 0,13$ ml/Ferkel und AN $0,83 \pm 0,42$ ml/Ferkel). Vergleicht man die vorliegenden Ergebnisse mit den Daten der DLG und der Herstellerangaben, so liegen die gemessenen Verbräuche der PigNap Geräte im dort angegebenen Bereich, für die PorcAnest[®] Geräte etwas darüber und für die Anestacia[®] Geräte deutlich darüber (BEG, 2020; DLG TESTSERVICE GMBH, 2020b, 2020a, 2020e; GDO, 2020; PROMATEC, 2020). Jedoch müssen bei den Ergebnissen des AN Gerätes die wenigen Messungen, die einzelnen hohen Werte und die anhaltenden Probleme mit den Geräten berücksichtigt werden. Daher sind weitere Messungen unter Feldbedingungen mit zuverlässig funktionierenden Anestacia[®] Geräten anzuraten. Die Studie von ENZ et al. (2013) errechnete einen Mittelwert von $0,87 \text{ ml} \pm 0,21 \text{ ml/Ferkel}$. Eine Erklärung für den hier geringeren Verbrauch könnte sein, dass alle Geräte in den letzten Jahren überprüft und technisch verbessert wurden.

6. Isoflurankonzentration am Arbeitsplatz

In Zusammenarbeit mit der TÜV SÜD Industrie Service GmbH wurde die

Isoflurankonzentration in der Umgebungsluft gemessen. Dies erfolgte in jeweils zwei Durchgängen pro Betrieb, wobei die äußeren Bedingungen zu den zwei Messzeitpunkten auf den einzelnen Betrieben vergleichbar sein mussten. In Deutschland gibt es derzeit keinen empfohlenen Arbeitsplatzgrenzwert für Isofluran, weshalb die niedrigsten vorgeschriebenen Grenzwerte gelten (DGUV, 2021). Dies entspricht 15 mg/m³ in Ontario (Kanada) und Israel, gefolgt von Schweden, Österreich und der Schweiz mit einem Grenzwert von 80 mg/m³ (IFA, 2022). In dieser Studie lagen die personengebundenen Messungen im Mittel unter dem niedrigsten Arbeitsplatzgrenzwert von 15 mg/m³. In der Umgebungsluft der transportierenden Person, wurde eine mittlere Konzentration von 4,8 mg/m³ ermittelt. Die kastrierende Person war einem durchschnittlichen Wert von 5,8 mg/m³ ausgesetzt. Diese Ergebnisse stimmen mit den Untersuchungen von HÄRTEL et al. (2021) überein. Dennoch wurden erhöhte personengebundene Werte auf Betrieb 4 und 15 gemessen. Diese Werte sind möglicherweise aufgrund unzureichender Luftzirkulation am Kastrationsort zurückzuführen. An den Folgemessungen wurde die Luftzirkulation erhöht, daraufhin konnten in den darauffolgenden Messungen Werte im Bereich von unter 15 mg/m³ gemessen werden. Dies verdeutlicht, dass auf eine ausreichende Luftzirkulation zu achten ist (KUPPER & SPRING, 2008; ENZ et al., 2013). Nichtsdestotrotz muss es das Ziel sein, sowohl Narkosegasabsaugung in den Filter als auch die Dichtigkeit der Masken so weit zu optimieren, dass auch bei nicht optimalen Belüftungssituationen eine geringe Arbeitsplatzkonzentration zu erreichen ist. Im Bereich der Narkosemasken wurde ein mittlerer Wert von 34,6 mg/m³ ermittelt. Bereits früher Studien berichten davon, dass eine unzureichende Umschließung des Rüssels einiger Tiere zu erhöhten Werten in der Umgebung der Narkosemasken führen kann, wodurch Narkosegas entweichen kann (SÄRE et al., 2011; HÄRTEL et al., 2021). Dies könnte zu relevanten Konzentrationen in der Umgebungsluft und zu einer erhöhten Exposition an den Personen führen, da jenes Isofluran nicht von den Filtern absorbiert wird. Die Ergebnisse am jeweiligen Aktivkohlefilter ergaben einen Mittelwert von 7,4 mg/m³. In den verschiedenen Ferkelboxen wurde ein Mittelwert von 88,2 mg/m³ gemessen. Auf fast allen Betrieben ließen sich die höchsten

Isoflurankonzentrationen in den Ferkelboxen messen. Eine Erklärung dafür könnten die unterschiedlichen Arten von Aufwachboxen sein (offen oder geschlossen). Zudem waren die Ergebnisse in den geschlossenen Boxen im Vergleich zu den offenen Boxen höher. Die Werte in den Ferkelboxen sind in erster Linie auf die Abatmung des Isoflurans durch die Ferkel zurückzuführen, die zu einer erhöhten Personenexposition führen können und weshalb eine Nachrüstung der Aufwachboxen mit Absaugvorrichtungen erwogen werden könnte. Derzeit gibt es in Deutschland eine Firma, die eine Gasabsaugung für die Ferkelbox anbietet. Außerdem ist zu bedenken, dass die höhere Isoflurankonzentration in den Boxen zu einer verlängerten Nachschlafphase aufgrund der Rückatmung der Ferkel führen könnte. Im Hinblick auf die Arbeitssicherheit ist dieser Aspekt nicht zu vernachlässigen, wonach die Ferkel das ausgeatmete Isofluran in die Umgebungsluft abgeben und somit die beteiligten Personen ebenfalls einer höheren Isoflurankonzentration ausgesetzt sein könnten. In der Studie von ENZ et al. (2013) betrug die Isoflurankonzentration in der Umgebungsluft $18,7 \text{ mg/m}^3$. KUPPER und SPRING (2008) veröffentlichten personenbezogene Messwerte und Messwerte am Narkosegerät von $3,7 \text{ mg/m}^3$ und einen Wert von $18,7 \text{ mg/m}^3$ in den Ferkelboxen. Messungen der Sozialversicherung für Landwirtschaft, Forsten und Gartenbau (svlfg) überschritten in elf von 15 Messungen mit einem Gerät die 15 mg/m^3 . Mit einem anderen Gerät wurde bei 18 von 18 Messungen der untere Grenzwert von 15 mg/m^3 unterschritten (RIETHMÜLLER & STRÖKER, 2020). Die in der vorliegenden Studie besseren Ergebnisse sind möglicherweise auf die Überarbeitung und Verbesserung der Geräte im Jahr 2020 zurückzuführen. Um die Arbeitssicherheit zu gewährleisten ist es wichtig, dass die chirurgische Kastration unter automatisierter Isoflurannarkose in einer gut belüfteten Umgebung mit einer Luftaustauschrate von 3-5 m/sec durchzuführen ist (ENZ et al., 2013; KOLLER & KÄSLIN, 2018). Darüber hinaus müssen die Geräte regelmäßig gewartet und sowohl von sachkundigen Personen als auch von den Herstellern auf ihre Funktion überprüft werden, um mögliche Defekte frühzeitig zu erkennen (ENZ et al., 2013).

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Ziel der vorliegenden Arbeit war die Implementierung von drei verschiedenen Narkosegeräten auf 15 konventionellen Ferkelerzeugerbetrieben in Süddeutschland. Dazu wurden Daten der kastrierten Ferkel hinsichtlich der Narkosetiefe, Abwehrbewegungen, Narkosezwischenfälle, sowie Ferkelverluste während und bis 24 Stunden nach der Kastration mittels automatisierter Isofluran Inhalationsnarkose erhoben. Zusätzlich wurde der Arbeitsaufwand im Vergleich zur betäubungslosen Kastration sowie die Arbeitssicherheit mittels Messungen der Isofluranexposition in der Umgebungsluft untersucht.

Insgesamt wurden 129 Abferkeldurchgänge aus 14 Betrieben unter Isoflurannarkose (IA) und jeweils ein Abferkeldurchgang in dem betäubungslos kastriert wurde (AF), in jedem Betrieb erhoben. Insgesamt 21 Durchgänge unter Isoflurannarkose mussten vorzeitig aufgrund von Fehlfunktionen der Isoflurannarkosegeräte abgebrochen werden und flossen nicht in die Datenauswertung mit ein. In den 129 IA-Durchgängen wurden 11574 Ferkel im Alter von $4,9 \pm 0,9$ Tage mittels Isoflurannarkose und in den 15 AF-Durchgängen 1568 Ferkel im Alter von $5,0 \pm 1,2$ Tagen betäubungslos kastriert. Alle Ferkel wurde 30 Minuten vor Kastration ein geeignetes NSAID injiziert. Die Narkosen wurden von den Landwirt:innen mit den Geräten PigNap 4.0, PorcAnest 3000® und Anestacia® durchgeführt. Die Abwehrreaktionen wurden anhand des modifizierten Abwehrscores von WENGER et al. (2002) und HÄRTEL et al. (2021) beurteilt. Bei 80,1 % konnte eine ausreichende Narkosetiefe erzielt werden. Bei zwei von drei Gerätetypen konnte bei ca. 85 % der Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe festgestellt werden. Ziel muss es dennoch sein, dass jedes Ferkel in einem ausreichenden Narkosestadium III (GUEDEL, 1937) kastriert wird. Zwischen den einzelnen Geräten konnten signifikante Unterschiede hinsichtlich der Anzahl an Ferkeln mit einer ausreichenden Narkosetiefe (Score 0 + 1) festgestellt werden. So wurde mit dem PigNap 4.0. bei 84 % und mit dem PorcAnest® bei 92 % der Ferkel eine ausreichende Narkosetiefe erreicht. Hingegen konnte mit dem Anestacia® nur bei 57 % eine ausreichende Narkosetiefe erreicht werden. Der

Standort des Gerätes (Stallabteil, Gang) hatte keinen signifikanten Einfluss auf die Narkosetiefe ($p > 0,05$). Narkosezwischenfälle traten bei 1,7 % der 11574 kastrierten Tieren auf, wovon 0,1 % während oder innerhalb der nächsten 24 Stunden nach der Kastration verstarben. Als Hauptursache hierfür wurde das Erdrücken durch die Muttersau angegeben. Während sich die Arbeitszeit für den gesamten Vorgang bei den betäubungslosen Kastrationen signifikant von den Isofluran-Durchgängen unterschied ($p = 0,012$), war bei der reinen Kastrationszeit kein wesentlicher Unterschied zwischen den betäubungslosen und den Isofluran-Durchgängen auszumachen ($p > 0,05$). Auch verlängerte sich die Vor- und Nachbereitungszeit durch die Isoflurannarkose signifikant ($p < 0,001$). Ebenfalls führt die Arbeit mit der Narkose zu einem erhöhten Arbeitspensum sowie zu zusätzlichem Personalaufwand. Der Isofluranverbrauch betrug im Mittel $0,57 \pm 0,27$ ml/Ferkel und variierte stark zwischen den einzelnen Geräten ($p < 0,001$). Untersuchungen hinsichtlich der Arbeitssicherheit ergaben, dass die personenbezogene Isofluranexposition unter dem international niedrigsten Wert von 15 mg/m^3 aus Ontario (Kanada) und Israel lag. Die Werte in der Umgebungsluft waren zwischen $0,2 \text{ mg/m}^3$ (Aktivkohlefilter) und $268,9 \text{ mg/m}^3$ (Ferkelbox). Hinsichtlich der Arbeitssicherheit ist von keiner erhöhten Belastung durch die Isoflurannarkose auszugehen. Obwohl die Kastration mittels Isofluran Inhalationsnarkose zeitaufwändiger ist, kann sie in der Praxis eine gut durchführbare Methode sein, welche bei korrekter Durchführung mit geringem Risiko für die Ferkel einhergeht und zugleich eine wichtige Verbesserung für den Tierschutz darstellt. Aufbauend auf diesen Ergebnissen sollten weiter Untersuchungen hinsichtlich Optimierungsmaßnahmen der Geräte durchgeführt werden, sowie eine ausreichende Narkosetiefe von 100 % sollte für jedes Ferkel angestrebt werden.

VII. SUMMARY

The aim of the present study was to implement three different anaesthesia devices on 15 different conventional piglet production farms in southern Germany. For this purpose, the depth of anaesthesia based on defensive movements, castration-related anaesthesia incidents, as well as piglet losses during and up to 24 hours after castration using isoflurane were recorded. In addition, the workload compared to castration without anaesthesia as well as occupational safety were investigated by measuring isoflurane exposure in the ambient air.

A total of 129 farrowing runs under isoflurane anaesthesia (IA) from 14 farms and one farrowing run in which castration was carried out without anaesthesia (AF) were recorded in each farm. A total of 21 isoflurane anaesthesia procedures had to be terminated prematurely due to malfunction of the isoflurane anaesthesia equipment and were not included in the data analysis. In the 129 IA runs, 11574 piglets aged 4.9 ± 0.9 days were castrated using isoflurane anaesthesia and in the 15 AF runs, 1568 piglets aged 5.0 ± 1.2 days were castrated without anaesthesia. All piglets were injected with a suitable NSAID 30 minutes before castration. Anaesthesia was performed by the farmers and with the PigNap 4.0, PorcAnest 3000® and Anestacia® devices. The defensive movement were assessed using the modified defensive score of WENGER et al. (2002) and HÄRTEL et al. (2021). In total, 80.1 % of castrated piglets showed sufficient depth of anaesthesia, although this varied significantly between devices. Thus, with the PigNap device, a sufficient depth of anaesthesia could be determined in 84 % and with the PorcAnest® device in 92 % of the castrated piglets. In contrast, with the Anestacia® device, a sufficient depth of anaesthesia could only be achieved in 57 %.

Furthermore, the location of the device (stable aisle or farrowing compartment) had no significant effect on the depth of anaesthesia ($p > 0.05$). Castration-related anaesthesia incidents occurred in 1.7 % of the 11574 castrated animals, of which 0.1 % died during or within the next 24 hours. Crushing by the sow was reported as the main cause. The required

working time for the complete castration process per piglet varied significantly between anaesthetic-free and isoflurane anaesthesia batches ($p = 0.012$). Unlike the required time for the castration procedure per piglet ($p > 0.05$). The total preparation and post-processing time also differed significantly between AF and IA batches ($p < 0.001$). Castration under isoflurane is more time-consuming than anaesthetic-free castration and leads to more people involved. The mean isoflurane consumption in all evaluated batches was 0.57 ± 0.27 ml/piglet and differed significantly between the devices ($p < 0,001$). Important investigations regarding occupational safety showed that person-related isoflurane exposure was below the internationally lowest value of 15 mg/m^3 from Ontario and Israel. The values in ambient air ranged from 0.2 mg/m^3 (activated charcoal filter) to 268.9 mg/m^3 (piglet box). In earlier studies, the highest isoflurane exposure were also measured in the piglet crates (HÄRTEL, 2021).

In conclusion, 2 of the 3 types of devices used, a sufficient depth of anaesthesia during castration was achieved in 85 % of castrated piglets. Nevertheless, the aim must be to castrate each piglet at a sufficient anaesthetic stage III (GUEDEL, 1937). Measurements of the isoflurane concentration in the ambient air of the castrating persons reached very satisfactory values constantly within the lowest available working place limit. In the area of the anaesthetic masks, the activated carbon filters and the piglet boxes, higher values were achieved. With regard to occupational safety, no increased risk can be assumed from isoflurane anaesthesia. Although castration using isoflurane inhalation anaesthesia is more time-consuming, in practice it can be a feasible method which, when carried out correctly, is associated with low risk for the piglets and at the same time represents an important improvement for animal welfare. Based on these results, further investigations should be carried out to optimise the equipment and a sufficient depth of anaesthesia of 100 % should be aimed for each piglet.

VIII. TABELLENVERZEICHNIS

Tabellen aus dem Kapitel III

Tabelle 1: Übersicht der Betriebe aufgeteilt nach Betrieb und Gerät	24
Tabelle 2: Modifizierter Abwehrscore basierend auf Daten von WENGER et al. (2002) und HÄRTEL (2021).	26

Tabellen aus dem Kapitel IV

Table 1 Overview of defensive movements and anaesthetic incidents divided after device	37
Table 2 Mean value of the required working time in minutes for single process steps and complete process.....	39
Table 3 Overview of the farms, castrated animals and evaluated farrowing batches (batch) separated by device	50
Table 4 Modified movement score after Wenger et al. [11], and Härtel et al. [8].....	53
Table 5 S1 Workload (in minutes) for complete process per piglet divided into IA and AF batches per device.	65
Table 6 S2 Results of the isoflurane concentration measurements (TÜV SÜD GmbH).....	66

IX. ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abbildungen aus dem Kapitel III

- Abbildung 1: zertifizierte Narkosegeräte durch die DLG. PigNap 4.0. (a), Anestacia® (b), PorcAnest 3000® (c), PigletSnoozer (d), MSPigSleeper (e). (Bilder Copyright DLG: © 2020 DLG (DLG TESTSERVICE GMBH, 2020d, 2020c, 2020b, 2020a, 2020e))..... 15
- Abbildung 2: Messung der Isoflurankonzentration an den definierten Messpunkten: zwischen den Narkosegeräten PorcAnest 3000® (a), an den Aktivkohlefiltern (b), personenbezogene Messungen (c), Messungen in der Ferkelbox (d). ©Bilder KfS 2021 29

Abbildungen aus dem Kapitel IV

- Figure 1: Percentage of animals with sufficient anaesthesia separated by farms (1-15, farm 10 excluded) (mean +/- SD) and sorted by device (PA, PN, AN)..... 38
- Figure 2 A: Calculated isoflurane consumption (ml/piglet) per run (o) separated by farm and device. B: boxplot of isoflurane consumption (ml/piglet) per device..... 40
- Figure 3 A: Boxplot of isoflurane exposition in the breathing air of persons castrating and B: transporting the piglets divided into first and second measurement. 41
- Figure 4 C: Boxplot of isoflurane exposition in opened piglet boxes and D: in closed piglet boxes. 42

X. LITERATURVERZEICHNIS

Abendschön N. Vergleichende Untersuchung der Wirkung von Lokalanästhetika bei der Saugferkelkastration anhand des Abwehrverhaltens sowie die Erfassung von Nebenwirkungen. Diss. med. vet. 2021. Ludwig-Maximilians-Universität.

Ammer H, Potschka H. Pharmakologie des zentralen Nervensystems. In: Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin, 4 edn. Löscher W, Richter A. Stuttgart: Enke-Verlag 2016: 125-179.

Ausschuss für Gefahrenstoffe. TRGS 900. BArbBi Heft 2006: 41-55.

Baldinger L, Traulsen I, Weissmann F, Bussemas R. Verhalten und Wachstum von Ferkeln nach der Kastration unter Injektions- oder Inhalationsnarkose. 14. Wissenschaftstagung Ökologischer Landbau, Campus Weihenstephan, 7.3.2017. Freising-Weihenstephan.

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. Landbauforschung 2017b; 67: 71-79.

BEG. Betäubungsgerät Ferkel PigNap 4.0. - Betriebsanleitung. Schulze Bremer GmbH. <https://www.schulzebremer.com/9200>. 2020. accessed: 17.8.2022.

BfGA. Arbeitsplatzgrenzwert (AGW). Beratungsgesellschaft für Arbeits- und Gesundheitsschutz mbH. <https://www.bfga.de/arbeitsschutz-lexikon-von-a-bis-z/fachbegriffe-a-b/agw-fachbegriff/>. 2022. accessed: 14.9.2022.

BMEL. Ausstieg aus der betäubungslosen Ferkelkastration. Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft. <https://www.fleischwirtschaft.de/news/media/5/BME---Alternative-zu-betaeu-bungslose-Ferkelkastratio-44729.pdf>. 2020. accessed: 1.8.2022.

BVL. Erstes Inhalationsnarkotikum für die schmerzfreie Ferkelkastration in Deutschland zugelassen. Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit. https://www.bvl.bund.de/SharedDocs/Fachmeldungen/05_tierarzneimittel/2018/2018_11_23_Fa_Isofluran.html. 2018. accessed: 24.09.2022.

De Briyne N, Berg C, Blaha T, Temple D. Pig castration: will the EU manage to ban pig castration by 2018. *Porcine Health Management* 2016; 29: 1-11.

Destatis. Betriebe mit Schweinen und Schweinebestand. <https://www.destatis.de/DE/Themen/Branchen-Unternehmen/Landwirtschaft-Forstwirtschaft-Fischerei/Tiere-Tierische-Erzeugung/Tabellen/betriebe-schweine-bestand.html>. 2020. accessed: 4.8.2022.

DGUV. Inhalationsanästhetika, DGUV Information 213-032, Gefahrenstoffe im Gesundheitsdienst. Deutsche Gesetzliche Unfallversicherung. <https://publikationen.dguv.de/widgets/pdf/download/article/844>. 2021. accessed: 18.8.2022.

DLG. DLG-Prüfberichte zu den Isofluran-Narkosegeräten veröffentlicht. Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft. <https://www.dlg.org/de/mitgliedschaft/newsletter-archiv/2020/34/dlg-pruefberichte-zu-den-isofluran-narkosegeraeten-veroeffentlicht>. 2020a. accessed: 24.09.2022.

DLG. Weitere Isofluran-Narkosegeräte DLG-zertifiziert. Deutsche Landwirtschafts-Gesellschaft. <https://www.dlg.org/de/mitgliedschaft/newsletter-archiv/2020/newsletter-262020/weitere-isofluran-narkosegeraete-dlg-zertifiziert>. 2020b. accessed: 14.8.2022.

DLG TestService GmbH. DLG-Prüfbericht 7081. DLG e.V. <https://pruefberichte.dlg.org/filestorage/7081.pdf>. 2020a. accessed: 31.8.2022.

DLG TestService GmbH. DLG-Prüfbericht 7080. DLG e.V. https://pruefberichte.dlg.org/filestorage/7080_V2.pdf. 2020b. accessed: 31.8.2022.

DLG Testservice GmbH. DLG Prüfbericht 7090. DLG e.V. <https://pruefberichte.dlg.org/filestorage/7090.pdf>. 2020c. accessed: 31.8.2022.

DLG TestService GmbH. DLG Prüfbericht 7089. DLG e.V. <https://pruefberichte.dlg.org/filestorage/7089.pdf>. 2020d. accessed: 1.9.2022.

DLG TestService GmbH. DLG-Prüfbericht 7082. DLG e.V. <https://pruefberichte.dlg.org/filestorage/7082.pdf>. 2020e. accessed: 31.8.2022.

Engelhard K, Werner C. Narkose – Inhalations- und Injektionsanästhetika. In: Allgemeine und spezielle Pharmakologie und Toxikologie, 12. edn. Aktories K, Förstermann U, Hofmann F, Starke K. Urban & Fischer-Verlag 2017: 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. Schweizer Archiv für Tierheilkunde 2013; 155: 651-659.

Erhardt W, Henke J, Baumgartner C, Tacke S, Kroker R. Pharmaka im Rahmen der Anästhesie und der 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. Stuttgart: Schattauer-Verlag 2012a: 17-110.

Erhardt W, Henke J, Kroker R, Baumgartner C, Tacke S. Allgemeinanästhetika. 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. Stuttgart: Schattauer-Verlag 2012b: 17-140.

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

Gäckler S, Gumbert S, Harlizius J, Hopp W, Löwenstein F. Isofluran-Narkose: Vieles läuft noch nicht rund. *TopAgrar* 2021; 7: S18-S22.

GDO. Anestacia Ferkelnarkose. Kastrieren Sie Ihre Ferkel schmerzfrei. Precision Technology GmbH. <https://www.anestacia-narkose.de/>. 2020. accessed: 24.09.2022.

Gelbe Liste. Isofluran Wirkstoff-Information. Vidal MMI Germany GmbH. https://www.gelbe-liste.de/wirkstoffe/Isofluran_41286. 2022. accessed: 17.8.2022.

Guedel A. Inhalation Anesthesia: A fundamental Guide. *Anesthesia and Analgesia* 1937: 119-120.

Härtel H. Untersuchungen zur automatisierten Isoflurannarkose bei der Saugferkelkastration mit den Narkosegeräten PorcAnest und PigNap. *Diss. med. vet.* 2021. Ludwig-Maximilians-Universität München.

Härtel H, Gumbert S, Rauh A, Beisl M, Schulz J, Kempf K, Senf S, Winner E, Weiß C, Nüßlein A, Zablotzki Y, Ritzmann M, Zöls S. Untersuchungen zur automatisierten Isoflurannarkose bei der Saugferkelkastration. *Tierärztliche Praxis. Ausgabe G, Grosstiere/Nutztiere* 2021; 49: 1-12.

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

Heinritzi K. Anästhesie. In: *Schweinekrankheiten*, 1 edn. Heinritzi K, Gindele H, Reiner G, Schnurrbusch U. Stuttgart: Eugen Ulmer-Verlag 2006b: 48-50.

Hodgson D. An inhaler device using liquid injection of isoflurane for short term anesthesia in piglets. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 2006; 33: 207-213.

Hodgson D. Comparison of isoflurane and sevoflurane for short-term anaesthesia in piglets. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 2007; 34: 117-124.

IFA. Isofluran. Gestis-Stoffdatenbank <https://gestis.dguv.de/data?name=135922>. 2022. accessed: 18.8.2022.

Kluyvers-Poodt M, Houx B, Robben S, Koop G, Lamooij E, Hellebrekers L. Effects of a local anaesthetic and NSAID in castration of piglets, on the acute pain response, growth and mortality. *Animals* 2012: 1469-1475.

Kmiec M. Die Kastration von Saugferkeln ohne und mit Allgemeinanästhesie (Azaperon-Ketamin): Praktikabilität, Wohlbefinden und Wirtschaftlichkeit. Diss. med. vet. 2005. Freie Universität Berlin.

Koller M, Käslin E. Anwendung von Isofluran bei der Kastration von Ferkeln. Schweizerische Unfallversicherungsanstalt (Suva). <https://www.suva.ch/de-CH/material/Factsheets/anwendung-von-isofluranzur-inhalations-anaesthesie-von-ferkeln>. 2018. accessed: 16.9.2022.

Kupper T, Spring P. Project ProSchwein Final Report. Schweizerische Hochschule für Landwirtschaft, Zollikofen. <https://www.aramis.admin.ch/Default?DocumentID=908&Load=true>. 2008. accessed: 3.8.2022.

Lahrman K. Klinisch-experimentelle Untersuchungen zur Ketamin/Azaperon-Allgemeinanästhesie bei Schweinen. *Der Praktische Tierarzt* 2006: 713-725.

Larsen R. Inhalationsanästhesie. In: *Anästhesie*, 12 edn. Larsen R. München: Elsevier-Verlag 2022: 17-41.

Leidig M, Hertrampf B, Failing K, Schumann A, Reiner G. Pain and discomfort in male piglets during surgical castration with and without local anaesthesia as determined by vocalisation and defence behaviour. *Applied Animal Behaviour Science* 2009; 116: 174-178.

Loscar M, Annecke T, Conzen P. Inhalationsanästhetika. In: Die Anästhesiologie, 1 edn. Rossaint R, Werner C, Zwißler B. Berlin: Springer-Verlag 2019: 343-369.

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

Nienhoff H, Fechler R, Jungbluth I, Spemann K. Ausstieg aus der betäubungslosen Ferkelkastration zm 01.01.2019: Situationsanalyse. Koordinierungsplattform "Verzicht auf betäubungslose Ferkelkastration" c/o QS Qualität und Sicherheit GmbH. [https://www.q-s.de/services/files/mediencenter/publikationen/situationsanalyse/Situationsanalyse % 20 Ausstieg % 20 Ferkelkastration % 202016 % 2011 % 2014 .pdf](https://www.q-s.de/services/files/mediencenter/publikationen/situationsanalyse/Situationsanalyse%20Ausstieg%20Ferkelkastration%202016%202011%202014.pdf). 2016. accessed: 17.8.2022.

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

Promatec. Bedienungsanleitung PorcAnest 3000. <https://www.promatec.ch/files/261/bedienung-anleitung-porcanest-3000-v2.pdf>. 2020. accessed: 24.09.2022.

Prunier A, Bonneau M, Borell EH, Cinotti S, Gunn M, Fredriksen B, Giersing M, Morton DB, Tuytens FAM, Velarde A. A review of the welfare consequences of surgical castration in piglets and the evaluation of non-surgical methods. *Animal Welfare* 2006; 15: 277-289.

QS. Ferkelkastration, Leitfaden Landwirtschaft Schweinehaltung. QS Qualität und Sicherheit GmbH. https://www.q-s.de/services/files/downloadcenter/e-landwirtschaft/2022/leitfaden/deutsch/Leitfaden_Landwirtschaft_Schweinehaltung_01.01.2022.pdf. 2022. accessed: 28.8.2022.

Raaflaub M, Genoni M, Kämpf D. Wirtschaftliche Auswirkungen von alternativen Methoden zur Kastration von Ferkeln ohne Schmerzausschaltung. Schweizerische Hochschule für Landwirtschaft. 2008. accessed: 6.9.2022.

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. Tierärztliche Praxis. Ausgabe G, Grosstiere/Nutztiere 2019; 47: 160-170.

Richter A. Lokalanästhetika. In: Lehrbuch der Pharmakologie und Toxikologie für die Veterinärmedizin, 4. edn. Löscher W, Richter A. Stuttgart: Enke-Verlag 2016: 180-187.

Riethmüller A, Ströker U. Anwenderschutz bei der Inhalationsnarkose zur Ferkelkastration. Soziale Sicherheit in der Landwirtschaft. <https://cdn.svlfg.de/fiona8-blobs/public/svlfgonpremiseproduction/4dec e4e 06c3efe95/32b55efc3133/sdl-1-2020.pdf>. 2020. accessed: 15.8.2020.

Rintisch U, Baars J, Lahrmann K-H. Beurteilung der perioperativen Analgesie mit dem nozizeptiven Flexorreflex bei Schweinen unter Ketamin-Azaperon-Allgemeinanästhesie. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 2012; 125: 96-102.

RL2008/120/EG. Richtlinie 2008/120/EG des Rates vom 18. Dezember 2008 über Mindestanforderungen für den Schutz von Schweinen (L 47/5).

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

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

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, Dziuba D, Schön P, Kietzmann M, Waldmann K, Von Altröck A. Lokale Anästhesieverfahren zur Schmerzreduktion bei der Saugferkelkastration. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 2020; 129: 40-47.

Scollo A, Galli M, Contiero B, De Benedictis G, Orlandi B, Gottardo F. Analgesia and/or anaesthesia during piglet castration-part II: practicability of farm protocols, resource efficiency and economic implications. Italian Journal of Animal Science 2021a; 20: 472-478.

Scollo A, Contiero B, De Benedictis G, Galli M, Benatti D, Gottardo F. Analgesia and/or anaesthesia during piglet castration - part I: efficacy of farm protocols in pain management. Italian Journal of Animal Science 2021b; 20: 143-152.

Skade L, Kristensen C, Nielsen M, Diness L. Effect of two methods and two anaesthetics for local anaesthesia of piglets during castration. Acta Veterinaria Scandinavica 2021; 63: 1.

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

Stekhoven D, Bühlmann P. MissForest—non-parametric missing value imputation for mixed-type data. International Society For Computational Biology 2011; 28: 112-118.

Tacke S, Erhardt W, Henke J, Baumgartner C, Kroker R. Lokalanästhetika. In: Anästhesie und Analgesie beim Klein- und Heimtier mit Exoten, Labortieren, Vögeln, Reptilien, Amphibien und Fischen, 2 edn. Erhardt W, Henke J, Baumgartner C, Haberstroh J, Tacke S. Stuttgart: Schattauer-Verlag 2012: 111-118.

TierSchG. Tierschutzgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. I S. 1206, 1313), das zuletzt durch Artikel 105 des Gesetzes vom 10. August 2021 (BGBl. I S. 3436) geändert worden ist.

Uystepuyst C, Coghe J, Dorts T, Harmegnies N, Delsemme M-H, Art T. Effect of Three Resuscitation Procedures on Respiratory and Metabolic Adaptation to Extra Uterine Life in Newborn Calves. *The Veterinary Journal* 2002; 163: 30-44.

Van Buuren S, Groothuis-Oudshoorn K. mice: Multivariate Imputation by Chained Equations in R. *Journal of Statistical Software* 2011; 45: 1-67.

Verhaagh M, Deblitz C. Wirtschaftlichkeit der Alternativen zur betäubungslosen Ferkelkastration – Aktualisierung und Erweiterung der betriebswirtschaftlichen Berechnungen, Thünen Working Paper 110. Thünen-Institut für Betriebswirtschaft. https://www.thuenen.de/media/publikationen/thuenen-workingpaper/ThuenenWorkingPaper_110.pdf. 2019. accessed: 2.8.2022.

Vetidata. Veterinärmedizinischer Informationsdienst für Arzneimittelanwendung, Toxikologie und Arzneimittelrecht. <https://vetidata.de/>. 2022. accessed: 27.7.2022.

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

Walker B, Jäggin N, Doherr M, Schatzmann U. Inhalation anaesthesia for castration of newborn piglets: experiences with isoflurane and isoflurane/NO. *Journal of Veterinary Medicine. Series A* 2004; 51: 150-154.

Weber S, Das G, Waldmann KH, Gauly M. Wirtschaftlichkeit der Alternativen zur betäubungslosen Ferkelkastration – Aktualisierung und Erweiterung der betriebswirtschaftlichen Berechnungen. Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift 2014; 127: 108-114.

Wenger S, Jäggin N, Doherr M, Schatzmann U. Halothane anaesthesia for piglet castration: field study to evaluate costs and benefits. Tierärztliche Praxis. Ausgabe G, Grosstiere/Nutztiere 2002: 39-45.

Wright MN, Ziegler A. Ranger: A Fast Implementation of Random Forests for High Dimensional Data in C++ and R. Journal of Statistical Software 2017; 77: 1-17.

Zöls S, Ritzmann M, Heinritzi K. Einsatz einer Lokalanästhesie bei der Kastration von Ferkeln. Tierärztliche Praxis. Ausgabe G, Grosstiere/Nutztiere 2006; 34: 103-106.

XI. ANHANG

Datenerhebungsbogen durch die Landwirte

DATUM: _____ BEGINN: _____ ENDE: _____

TEMPERATUR AM GERÄT: _____ [°C] TEMPERATUR IM STALL: _____
[°C]

ANZAHL PERSONEN: _____

NAME UND AUFGABEN PERSON 1 _____

NAME UND AUFGABEN PERSON 2 _____

NAME UND AUFGABEN PERSON 3 _____

CHECKLISTE VOR BEGINN:

- KAMERA AUFGEBAUT UND EINGESCHALTET (SIEHE SEPARATE ANLEITUNG).
- GERÄT UND SCHLÄUCHE ÜBERPRÜFT.
- AUSREICHEND ISOFLURAN IM GERÄT VORHANDEN.
- FERKELKISTEN VORBEREITET.
- UMGEBUNGSTEMPERATUR BEACHTET (EVTL. WÄRMELAMPEN AUFHÄNGEN).

ALLGEMEINE DATEN:

ANZAHL ABGEFERKELTER SAUEN	
TAG(E) DER ABFERKELUNG	
GESAMTZAHL FERKEL (♂ UND ♀)	
ANZAHL MÄNNLICHER FERKEL	

AUFFÄLLIGKEITEN BEI DEN FERKELN / SAUEN (STRICHLISTE):

DURCHFALL	
VERLETZUNGEN AM MAUL	
VERLETZUNGEN DER GLIEDMASSEN	
KÜMMERER	
SONSTIGES:	

Strichliste Kastration	Normal- anatomisch ♂	Binneneber	Brucheber	♂ Nicht kastriert, weil*:
Bsp.: Sau 0		-		Fieber
Sau 1				
Sau 2				
Sau 3				
Sau 4				
Sau 5				
Sau 6				
Sau 7				
Sau 8				
Sau 9				
Sau 10				
Sau 11				
Sau 12				
Sau 13				
Sau 14				
Sau 15				
Sau 16				
Sau 17				
Sau 18				
Sau 19				
Sau 20				
Sau 21				
Sau 22				
Sau 23				
Sau 24				
Sau 25				
Sau 26				
Sau 27				
Sau 28				
Sau 29				
Sau 30				
Sau 31				
Sau 32				
Sau 33				
Sau 34				
Sau 35				
Sau 36				
Sau 37				
Sau 38				
Sau 39				
Sau 40				

FERKELVERLUSTE: STRICHLISTE (SO FERN MÖGLICH, GRÜNDE VERMERKEN)

BIS 24H NACH KASTRATION

VERBRAUCHSMATERIALIEN AM KASTRATIONSTAG:

STAND FERKELZÄHLER ENDE: _____

SKALPELLKLINGEN:		
HANDSCHUHE:		
DESINFEKTIONSMITTEL GERÄTE: (WIEGEN)	FLASCHE [G] ODER FÜLLMENGE [ML] VORHER:	FLASCHE [G] ODER FÜLLMENGE [ML] NACHHER:
WUNDESINFEKTIONSMITTEL: (WIEGEN)	FLASCHE [G] ODER FÜLLMENGE [ML] VORHER:	FLASCHE [G] ODER FÜLLMENGE [ML] NACHHER:
AKTIVKOHLEFILTER	ANZAHL GEWECHSELTE FILTER:	BEI STAND FERKELZÄHLER:
NUR BEI PIGNAP VORFILTER:	ANZAHL GEWECHSELTE FILTER:	BEI STAND FERKELZÄHLER:
ISOFLURANVERBRAUCH:	ANZAHL FLASCHEN:	BEI STAND FERKELZÄHLER:
SONSTIGES:		

CHECKLISTE ENDE:

- AUFZEICHNUNG KAMERA GESTOPPT.
- FERKELZÄHLER AM GERÄT ABGELESEN.
- ALLE DATEN AUF ERHEBUNGSBOGEN NOTIERT.

XII. DANKSAGUNG

Mein besonderer Dank gilt an dieser Stelle Herrn Prof. Dr. Mathias Ritzmann für die Überlassung des Themas, die freundliche und gute Betreuung und jegliche Unterstützung während der Durchführung der Arbeit. Vielen Dank für die Hilfe und Unterstützung während der Schwangerschaft und auch in der Zeit danach.

Auch möchte ich mich ganz herzlich bei meiner Betreuerin Frau Dr. Susanne Zöls bedanken für die allseits freundliche, motivierende, kompetente Unterstützung und Hilfe in allen Lebensbereichen; vielen Dank Susi! Auch ein herzliches Dankeschön an dich Sophie für den großartigen Austausch! Natürlich möchte ich mich auch beim gesamten „IsoFer“ Team für die tolle Zeit, eure große Hilfsbereitschaft und gute Einarbeitung in das Projekt bedanken. Danke für eure Unterstützung während der Schwangerschaft! Vielen Dank Marina für deine Hilfe zu jeder Tages- und Nachtzeit! Auch an dich Julia, ein herzliches Dankeschön für deine Hilfe vor Ort.

Ganz herzlich möchte ich mich bei allen Projektlandwirten für die großartige Zusammenarbeit bedanken.

Bei Dr. Jochen Schulz und Katrin Kempf der Stiftung Tierärztliche Hochschule Hannover möchte ich mich für die sehr gute Zusammenarbeit und die Bearbeitung der mikrobiologischen Proben bedanken.

Außerdem möchte ich mich beim gesamten Team der Klinik für Schweine für die tolle, wenn auch kurze Zeit bedanken. Vielen Dank für das Geschenk zur Geburt. Vielen Dank an Dr. Yury Zablotski für die Hilfe bei der Statistik.

Zu guter Letzt möchte ich mich von ganzem Herzen bei dir Mathias bedanken, für die jahrelange Unterstützung in allen Lebenslagen. Ohne deine Unterstützung, Motivation und dein Vertrauen, würde ich heute diese Zeilen nicht schreiben dürfen. Danke auch an meine zwei Mädels Frieda und Rosa für eure Geduld, wenn die Mama keine Zeit hatte mit euch zu spielen. Danke Frieda, für deine lustige Art, mit deinen 4 Jahren hast du

mich das ein oder andere Mal aus einem Tief rausgeholt. Auch möchte ich mich ganz herzlich bei meiner Mama bedanken, für deine grenzenlose Unterstützung, den Glauben an mich und dein Vertrauen. Ebenso ein riesiges Dankeschön an meine Schwiegereltern, die mich stets bei der Betreuung der Kinder unterstützt haben.