

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

**Evaluierung der Biosicherheit süddeutscher
Schweinemastbestände**

von Stefanie Frauscher
aus Ried im Innkreis

München 2025

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: Priv.-Doz. Dr. Susanne Zöls

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

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

Berichterstatter: Priv.-Doz. Dr. Susanne Zöls

Korreferent: Prof. Dr. Armin M. Scholz

Tag der Promotion: 26. Juli 2025

Meiner Familie

INHALTSVERZEICHNIS

I.	EINLEITUNG.....	1
II.	LITERATURÜBERSICHT	2
1.	Biosicherheit.....	2
1.1.	Externe Biosicherheit	4
1.2.	Interne Biosicherheit	9
1.3.	Risikofaktoren und Biosicherheitsmaßnahmen	10
1.4.	Evaluierung der Biosicherheit	11
2.	<i>Lawsonia intracellularis</i>.....	13
2.1.	Allgemeines und Ätiologie.....	13
2.2.	Epidemiologie	13
2.3.	Pathogenese und Klinik	14
2.4.	Diagnostik.....	16
3.	<i>Brachyspira hyodysenteriae</i> und <i>Brachyspira pilosicoli</i>.....	18
3.1.	Allgemeines und Ätiologie.....	18
3.2.	Epidemiologie	18
3.3.	Pathogenese und Klinik	20
3.4.	Diagnostik.....	20
4.	Afrikanische Schweinepest.....	22
4.1.	Allgemeines und Ätiologie.....	22
4.2.	Epidemiologie	22
4.3.	Pathogenese und Klinik	25
III.	MATERIAL UND METHODEN	27
1.	Zielsetzung	27
2.	Auswahl der Betriebe.....	28
3.	Evaluierung der Biosicherheit.....	29
3.1.	Fragebogen.....	29
3.2.	Biocheck.UGent™	33
4.	Oral Fluid Samples	37
4.1.	Gewinnung.....	37
4.2.	Probenverarbeitung und Diagnostik.....	38

5.	Auswertung	38
IV.	ERGEBNISSE	40
1.	Fragebogen.....	40
1.1.	Beschreibung Studienbetriebe	40
1.2.	Externe Biosicherheit.....	45
1.2.1.	Zukauf von Tieren.....	45
1.2.2.	Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle	46
1.2.3.	Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten	48
1.2.4.	Besucher und Mitarbeiter.....	50
1.2.5.	Schadnager, Vögel, Insekten und Haustiere	52
1.2.6.	Betriebsstandort	52
1.3.	Interne Biosicherheit.....	53
1.3.1.	Krankheitsmanagement.....	53
1.3.2.	Management Maststall	56
1.3.3.	Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung	57
1.3.4.	Reinigung und Desinfektion	57
2.	Biocheck.UGent™	59
3.	Oral Fluid Samples	62
V.	DISKUSSION	64
1.	Externe Biosicherheit	67
1.1.	Zukauf von Tieren.....	67
1.2.	Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle	68
1.3.	Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten	73
1.4.	Besucher und Mitarbeiter.....	76
1.5.	Schadnager, Vögel, Insekten und Haustiere	79
1.6.	Betriebsstandort	82
2.	Interne Biosicherheit	84
2.1.	Krankheitsmanagement.....	84
2.2.	Management Maststall	85
2.3.	Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung	86

2.4.	Reinigung und Desinfektion	88
3.	<i>Lawsonia intracellularis, Brachyspira hyodysenteriae,</i> <i>Brachyspira pilosicoli</i> und externe Biosicherheit	92
VI.	ZUSAMMENFASSUNG	96
VII.	SUMMARY	98
VIII.	TABELLENVERZEICHNIS	100
IX.	ABBILDUNGSVERZEICHNIS.....	101
X.	LITERATURVERZEICHNIS	104
XI.	ANHANG.....	141
XII.	DANKSAGUNG.....	147

ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS

AHL	Animal Health Law
APIQ _v ®	Australian Pork Industry Quality Assurance Program®
APP	<i>Actionobacillus pleurpneumoniae</i>
ASP	Afrikanische Schweinepest
ASPV	Afrikanisches Schweinepestvirus
ATP	Adenosintriphosphat
<i>B.</i>	<i>Brachyspira</i>
Biocheck.UGent™	Biocheck Universität Gent™
BMEL	Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft
CFU	colony forming units/ kolonieformende Einheiten
COMBAT®	Comprehensive Online Management and Biosecurity Assessment Tool®
Ct-Wert	Cycle threshold-Wert
DNA	deoxyribonucleic acid/ Desoxyribonukleinsäure
DVO	Durchführungsverordnung
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
EG	Europäische Gemeinschaft
ELISA	Enzyme-Linked Immunosorbent Assay
EPE	equine proliferative Enteropathie
EU	Europäische Union
FLI	Friedrich-Loeffler-Institut
<i>G. parasuis</i>	<i>Glaeserella parasuis</i>
IAV	Influenza-A-Virus

IFAT	Indirect Immunofluorescent Antibody Test
IPMA	Immunperoxidase Monolayer Assay
IQR	Interquartilsabstand
ITW	Initiative Tierwohl
kbp	kilobasepaar
<i>L. intracellularis</i>	<i>Lawsonia Intracellularis</i>
log	Logarithmus
<i>M. hyopneumoniae</i>	<i>Mycoplasma hyopneumoniae</i>
Max	Maximum
MD	Median
Min	Minimum
MKS	Maul- und Klauenseuche
MRSA	<i>Methicillin-resistenter Staphylococcus aureus</i>
MW	Mittelwert
n	Anzahl
n.d.	nicht detektierbar
NADH	Nicotinamidadenindinukleotid
NE	nekrotisierende Enteritis
nox-Gen	Nicotinamidadenindinukleotid-Oxidase-Gen
OFS	Oral Fluid Samples
PCR	polymerase chain reaction/ Polymerase-Kettenreaktion
PCV2	porzines Circovirus 2
PEDV	porzines epizootisches Diarrhoe Virus
PHE	porzine hämorrhagische Enteropathie

PIA	porzine intestinale Adenomatose
PIS	porzine intestinale Spirochätosis
PPE	porzine proliferative Enteropathie
PRRSV	porzines reproduktives und respiratorisches Syndrom Virus
qPCR	quantitative polymerase chain reaction/ quantitative Polymerase-Kettenreaktion
RI	regionale Ileitis
rpm	revolutions per minute/ Umdrehungen pro Minute
rRNA	ribosomal ribonucleic acid/ ribosomale Ribonukleinsäure
SchwHaltHygV	Schweinehaltungshygieneverordnung
SchwPestV	Schweinepestverordnung
SchwSalmoV	Schweine-Salmonellen-Verordnung
SD	standard deviation/ Standardabweichung
SES	Sojaextraktionsschrot
StlKo Vet	Ständige Impfkommision Veterinärmedizin
<i>Strep. suis</i>	<i>Streptococcus suis</i>
SuHV-1	Suides Herpesvirus 1
TGE	transmissible Gastroenteritis
TierSchG	Tierschutzgesetz
TierSchNutzV	Tierschutznutztierhaltungsverordnung
TrinkwV	Trinkwasserverordnung
tlyA-Gen	Hämolysin-Gen
VVVO	Viehverkehrsverordnung
WHO	World Health Organisation

I. EINLEITUNG

Biosicherheit spielt für schweinehaltende Betriebe eine entscheidende Rolle im Schutz vor Tierseuchen und anderen Infektionskrankheiten und bildet somit das Fundament für die Gesunderhaltung der Bestände (Barceló und Marco, 1998; Amass und Clark, 1999; Dewulf und Van Immerseel, 2019). Die Implementierung von Biosicherheitsmaßnahmen kann nicht nur zum Schutz vor dem Eintrag von Infektionserregern dienen, sondern auch deren Ausbreitung innerhalb des Bestandes reduzieren (Laanen et al., 2010). Dies kann zur Verbesserung der Tiergesundheit und somit des Tierwohls, zur Verringerung des Antibiotikaeinsatzes sowie zur Wirtschaftlichkeit der Betriebe beitragen (Laanen et al., 2013; Stygar et al., 2020). Zudem leistet die Biosicherheit schweinehaltender Betriebe einen Beitrag zum One-Health-Konzept (Grøntvedt et al., 2016). In den vergangenen Jahren rückte das Thema insbesondere durch die Afrikanische Schweinepest, welche erhebliche Herausforderungen für die globale Schweinehaltung mit sich bringt, verstärkt in den Fokus (Klein et al., 2023). In Deutschland wurde im September 2020 der erste Fall bei einem Wildschwein festgestellt, gefolgt vom ersten Ausbruch bei Hausschweinen im darauffolgenden Jahr (FLI, 2021; Sauter-Louis et al., 2021). In Anbetracht der Tatsache, dass in der Europäischen Union derzeit kein Impfstoff zugelassen ist, hat die Biosicherheit in der Seuchenprophylaxe höchste Relevanz (Zhang et al., 2023).

Ziel dieser Arbeit ist die Evaluation des Status quo der Implementierung von Biosicherheitsmaßnahmen in einer zufälligen Auswahl von Schweinemastbetrieben in Süddeutschland. Dies erfolgte mittels eines standardisierten Fragebogens, der vor Ort in den betreffenden Betrieben eingesetzt wurde. Die Ergebnisse der Untersuchung dienen dazu, Schwachstellen zu identifizieren und Verbesserungsmöglichkeiten im Hinblick auf die Biosicherheit aufzuzeigen. Des Weiteren wurde untersucht, ob der DNA-Nachweis von *Lawsonia intracellularis*, *Brachyspira hyodysenteriae* und *Brachyspira pilosicoli* in Oral Fluid Samples Rückschlüsse auf die externe Biosicherheit der Betriebe zulässt.

II. LITERATURÜBERSICHT

1. Biosicherheit

Der Begriff Biosicherheit findet sich in unterschiedlichen Fachgebieten wie der Veterinär- und Humanmedizin, dem Umweltschutz, der Lebensmittelproduktion, der Raumfahrt oder dem Schutz vor Bioterrorismus wieder (Beeckman und Rüdelsheim, 2020; Renault et al., 2021). Trotz unterschiedlicher Definitionen je nach Fachgebiet zielt die Biosicherheit darauf ab, biologische Risiken zu kontrollieren und deren Einschleppung, Ausbreitung oder Freisetzung zu verhindern, um Mensch, Tier und Umwelt zu schützen (Beeckman und Rüdelsheim, 2020).

Im Englischen wird zwischen den Begriffen „biosecurity“ und „biosafety“ unterschieden, wobei es Überschneidungen in deren Definitionen und Zielen gibt (Beeckman und Rüdelsheim, 2020). Im Zusammenhang mit der Sicherheit von Laboren, wo beide Begriffe ihren Ursprung haben, definiert die Weltgesundheitsorganisation (WHO) „biosafety“ als Eindämmungsprinzipien, Technologien und Praktiken, um die unbeabsichtigte Exposition gegenüber biologischen Agenzien oder deren unbeabsichtigte Freisetzung zu verhindern (WHO, 2024). Demgegenüber zielt „biosecurity“ laut WHO (2024) darauf ab, den unbefugten Zugang zu biologischen Materialien sowie deren Verlust, Diebstahl, Missbrauch, Abzweigung, Freisetzung und Bewaffnung zu verhindern. Im deutschen Sprachraum werden diese beiden Begriffe nicht differenziert, sondern unter dem Begriff „Biosicherheit“ zusammengefasst (Mertsching, 2022).

Im Bereich der Tiergesundheit wird der Begriff Biosicherheit seit den 1980er-Jahren verwendet und hat sich insbesondere in den letzten Jahren zunehmend etabliert (Renault et al., 2021). Studdert et al. (2020) definieren den Begriff „biosecurity“ im Saunders Comprehensive Veterinary Dictionary als „Security from transmission or introduction of infectious diseases, parasites, and pests“. In der deutschen Fassung des Animal Health Laws (AHL) wird der englische Begriff „biosecurity“ mit „Schutz vor biologischen Gefahren“ übersetzt und als die Summe der

verwaltungstechnischen und physischen Maßnahmen zur Verringerung des Risikos der Einschleppung, Entwicklung und Ausbreitung von Seuchen aus oder innerhalb von Tierpopulationen oder Betrieben, Zonen, Kompartimenten, Transportmitteln oder anderen Einrichtungen, Betriebsgeländen bzw. Räumlichkeiten oder Orten beschrieben (VO (EU) 2016/429, 2016).

Auf der Ebene des Schweinebestandes als epidemiologische Einheit versteht man unter Biosicherheit den Schutz vor der Einschleppung und Ausbreitung von Infektionserregern in einen Bestand (Barceló und Marco, 1998; Amass und Clark, 1999). Die Umsetzung von Biosicherheitsmaßnahmen leistet somit einen wichtigen Beitrag zum Schutz vor Tierseuchen und anderen Infektionskrankheiten (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Postma et al. (2016), Raasch et al. (2018) und Stygar et al. (2020) konnten zudem zeigen, dass eine gut umgesetzte Biosicherheit in Tierbeständen zu einer Reduzierung des Antibiotikaeinsatzes führen kann. Berücksichtigt man zusätzlich die Prävention von Zoonosen, wird die Relevanz der Biosicherheit im Sinne des One-Health-Konzeptes deutlich (Grøntvedt et al., 2016). Darüber hinaus zeigten Laanen et al. (2013), dass eine gut umgesetzte Biosicherheit positive Auswirkungen auf Produktionsparameter wie Tageszunahmen und Futtermittelverwertung haben kann.

Um die Biosicherheit eines Tierbestandes strukturiert zu betrachten, kann diese in die Teilbereiche „externe“ und „interne“ Biosicherheit unterteilt werden (Laanen et al., 2010). Dabei umfasst die externe Biosicherheit alle Maßnahmen, die darauf abzielen, den Eintrag von Krankheitserregern in den Bestand zu verhindern (Laanen et al., 2010). Dies geschieht durch Vorschriften und Vorkehrungen, die das Risiko eines Erregereintrags von außen minimieren (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Im Gegensatz dazu zielt die interne Biosicherheit darauf ab, die Verschleppung von Infektionserregern zwischen sowie innerhalb verschiedener Alters- und Produktionsstufen zu verhindern (Laanen et al., 2010). Diese Maßnahmen beziehen sich daher vor allem auf das Betriebsmanagement und die täglichen Arbeitsabläufe (Dewulf et al., 2019).

Abbildung 1 gibt einen Überblick über ausgewählte Aspekte der externen und internen Biosicherheit.

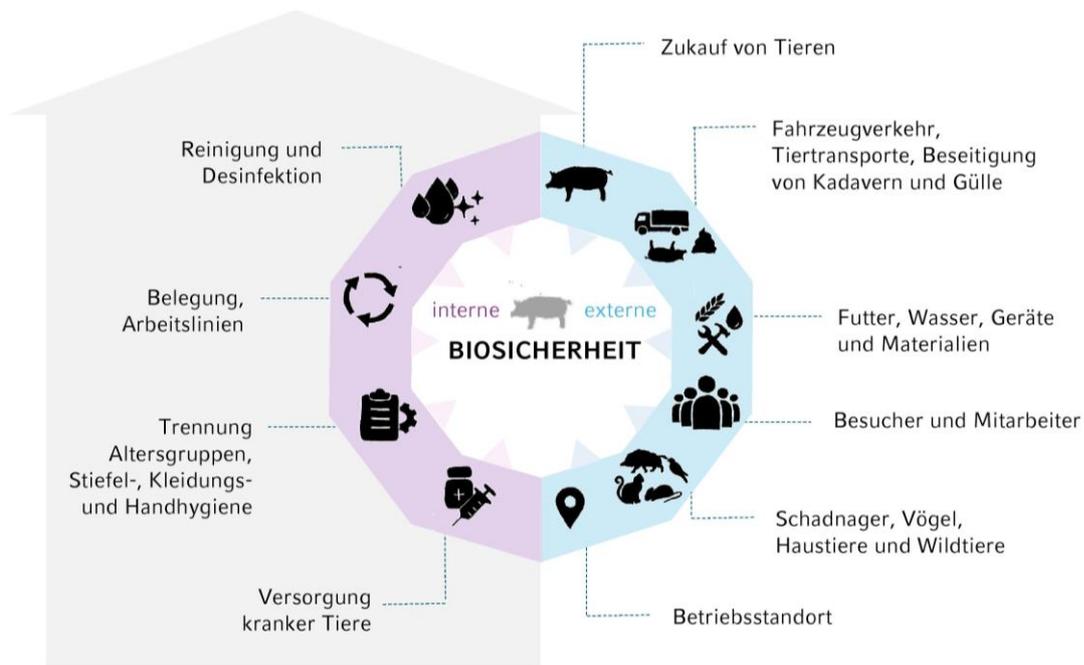


Abbildung 1: Externe und interne Biosicherheit (eigene Darstellung, Unterteilung in Anlehnung an Biocheck.UGent™ (Universität Gent, 2025))

1.1. Externe Biosicherheit

Der Kontakt zwischen infizierten und empfänglichen Schweinen ist der bedeutendste und effizienteste Übertragungsweg für Infektionserreger, weshalb der Zukauf von Tieren ein großes Risiko für deren Eintrag in Schweinebestände darstellt (Filippitzi et al., 2018; Neumann und Hall, 2019). Um das Risiko zu reduzieren, sollte sowohl die Anzahl der Herkunftsbetriebe als auch die Häufigkeit der Tierzukäufe minimiert werden (Dewulf et al., 2019). Lo Fo Wong et al. (2004) stellten beispielsweise fest, dass der Zukauf von Schweinen aus mehr als drei Herkunftsbetrieben mit einem dreifach höheren Risiko verbunden war, seropositiv auf *Salmonella spp.* getestet zu werden. Zeeh et al. (2020) konnten in der Schweiz einen Zusammenhang zwischen mehr als vier Tierzukäufen pro Jahr und dem Nachweis von *Brachyspira (B.) hyodysenteriae* in Schweinebeständen nachweisen. Mit dem Zu- und

Verkauf von Tieren geht der Kontakt mit Tiertransportfahrzeugen einher, die häufig bis dahin mit zahlreichen Schweinebeständen in Kontakt gekommen sind, deshalb potenziell mit Krankheitserregern kontaminiert sind und bei der Ent- oder Verladung von Tieren in die unmittelbare Nähe zum Stall gelangen (Fussing et al., 1998; Hege et al., 2002; Dee et al., 2004; Giacomini et al., 2018). Li et al. (2020) vermuteten im Rahmen einer Ausbruchsuntersuchung der Afrikanischen Schweinepest (ASP) in einem Schweinebestand, dass ein kontaminiertes Tiertransportfahrzeug für den Eintrag verantwortlich war. Dee et al. (2004) zeigten, dass eine Übertragung des porzinen reproduktiven und respiratorischen Syndrom Virus (PRRSV) durch kontaminierte Tiertransportfahrzeuge möglich ist und durch gründliche Reinigung und Desinfektion mit anschließender vollständiger Abtrocknung verhindert werden kann. Zusätzlich sollten die Fahrzeuge bei Abholung von Tieren leer am Betrieb ankommen und nicht bereits Tiere anderer Betriebe geladen haben (Neumann und Hall, 2019). Eine Verladerampe oder ein Verladebereich ermöglicht einen gewissen Abstand zwischen Fahrzeug und Stallgebäude und verhindert, dass die verladenen Schweine vom Fahrzeug zurück in den Stall laufen können (Pritchard et al., 2005; Dewulf et al., 2019).

Neben Tiertransportfahrzeugen können auch Fahrzeuge von Futtermittellieferanten oder Tierkörperbeseitigungsanlagen infektiöses Material z. B. an den Reifen mitführen, weshalb die Unterteilung des Betriebsgeländes in einen Schwarz- und einen Weißbereich eine wichtige Biosicherheitsmaßnahme darstellt (Alarcón et al., 2021). Der Schwarzbereich umfasst die potenziell kontaminierten Außenbereiche des Betriebsgeländes, wie z. B. Gülle- und Kadaverlager, während der Weißbereich alle reinen innerbetrieblichen Zonen mit direktem Tierkontakt wie die Stallgebäude sowie Futter- und Einstreulager einschließt (Dewulf et al., 2019). Im Idealfall sollte der Betrieb so strukturiert sein, dass der Abtransport von Gülle und Kadavern, der Transport von Tieren sowie die Anlieferung von Futter und anderen Gütern möglich ist, ohne den Weißbereich zu befahren (Alarcón et al., 2021).

Laut Schweinehaltungshygieneverordnung (SchHaltHygV, 2017) müssen alle schweinehaltenden Betriebe über eine Kadaverlagerungsvorrichtung zur sicheren Aufbewahrung verendeter oder notgetöteter Tiere bis zur Abholung durch ein Tierkörperbeseitigungsunternehmen verfügen. Diese muss dicht, vor unbefugtem Zugriff geschützt sowie leicht zu reinigen und desinfizieren sein (SchHaltHygV, 2017). Die Entleerung sollte möglichst ohne das Befahren des Betriebsgeländes erfolgen und die Vorrichtung muss nach Entleerung gereinigt und desinfiziert werden (SchHaltHygV, 2017). Da beim Verbringen von Kadavern aus dem Stall zur Kadaverlagerungsvorrichtung ein hohes Risiko besteht, Kleidung, Schuhe oder Hände mit Infektionserregern zu kontaminieren, sollten anschließend Hygienemaßnahmen wie das Wechseln von Kleidung sowie eine gründliche Reinigung und Desinfektion von Schuhen und Händen durchgeführt werden, um das Risiko der Verschleppung von Infektionserregern zu reduzieren (Pritchard et al., 2005; Scollo et al., 2023).

Auch Futter und Wasser bergen ein gewisses Biosicherheitsrisiko, da auch diese mikrobiell kontaminiert sein können (Ricke, 2019; Münster und Kemper, 2024). Daher sollte die Wasserqualität regelmäßig kontrolliert werden (Olkowski, 2019; BMEL, 2024). Bei mikrobiellen Kontaminationen oder als präventive Maßnahme können dem Wasser chemische Substanzen zugesetzt oder Behandlungen mit ultraviolettem Licht durchgeführt werden (Olkowski, 2019). Münster und Kemper (2024) werteten Untersuchungsergebnisse von Wasserproben aus schweinehaltenden Betrieben aus Nordwestdeutschland aus einem Zeitraum von zehn Jahren retrospektiv aus und stellten fest, dass 49,5 % (157/317) der Proben die mikrobiologischen Grenzwerte überschritten. Ebenfalls sollte der Hygienestatus von Futter bekannt sein und aufrechterhalten werden (Ricke, 2019). Beispielsweise kann eine Kontamination mit *Salmonella spp.* während der Produktion, des Transports und der Lagerung erfolgen (Wierup und Häggblom, 2010; Ge et al., 2013; Ricke, 2019). Die Verfütterung von Speiseabfällen ist verboten, da sie unter anderem ein erhebliches Risiko für die Verbreitung von Tierseuchen wie der Afrikanischen und der Klassischen

Schweinepest darstellt (SchwPestV, 2020). Gegenstände und Gerätschaften, die in Ställe eingebracht werden, sollten laut Neumann und Hall (2019) vorher gründlich gereinigt und desinfiziert werden und nicht in anderen Schweinebeständen verwendet werden, da eine Kontamination mit Infektionserregern nicht ausgeschlossen werden kann. Browne et al. (2017) untersuchten beispielsweise das Überleben von sechs *Mycoplasma hyopneumoniae* (*M. hyopneumoniae*)-Isolaten auf verschiedenen Materialien bei unterschiedlichen Temperaturen. Nach eintägiger Lagerung bei 4 °C konnten alle Isolate aus Proben sämtlicher Materialien kultiviert werden (Browne et al., 2017). Die maximale Überlebensdauer bei 4 °C betrug für alle Isolate auf mindestens einem Material (außer Edelstahl) acht Tage, während sie bei 25 °C und 37 °C auf zwei Tage begrenzt war (Browne et al., 2017).

Personen können als mechanische Vektoren Infektionserreger in den Stall eintragen, indem sie nach Kontakt mit infizierten Tieren oder deren Se- und Exkreten keine ausreichenden Hygienemaßnahmen ergreifen (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Dadurch kann infektiöses Material über Kleidung, Schuhe und auch Körperteile mitgetragen werden (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Otake et al. (2002b) zeigten beispielsweise, dass Schweine mit PRRSV infiziert wurden, wenn Personen nach dem Kontakt mit PRRSV-virämischen Schweinen weder ihre Kleidung noch ihre Schuhe wechselten oder ihre Hände reinigten, bevor sie mit anderen Tieren in Kontakt kamen. Außerdem können Menschen als direkte Vektoren für Erreger wie beispielsweise dem Methicillin-resistenten *Staphylococcus aureus* (MRSA) fungieren (Grøntvedt et al., 2016). Die Einrichtung einer Hygieneschleuse ist daher ein Kernelement der Biosicherheit (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Nach Dewulf und Van Immerseel (2019) sollten dort sowohl Besucher als auch Mitarbeiter idealerweise Straßenkleidung und -schuhe im Schwarzbereich ablegen, anschließend duschen und im Weißbereich betriebseigene Schutzkleidung und -schuhe anziehen (Dewulf und Van Immerseel, 2019).

Auch Ratten und Mäuse können als Reservoir und Überträger zahlreicher Krankheitserreger fungieren, darunter *Leptospira spp.*, *Salmonella spp.*; *Brachyspira spp.* und *Lawsonia (L.) intracellularis* (Backhans et al., 2013; Andrés-Barranco et al., 2014; Gabardo et al., 2017; Arent und Ellis, 2019). Darüber hinaus können sie als mechanische Vektoren eine Rolle in der Erregerübertragung spielen (Loncke und Dewulf, 2019). Zudem können auch Vögel mit einer Vielzahl schweinepathogener Infektionserreger wie beispielsweise dem Influenza-A-Virus (IAV), *Salmonella spp.*, *Brachyspira spp.* und *Escherichia coli (E. coli)* infiziert sein (Pensaert et al., 1981; Jansson et al., 2004; Nielsen et al., 2004; Råsbäck et al., 2007; Skov et al., 2008; Aller-Morán et al., 2016). Daher sind Maßnahmen zur Schädnerbekämpfung sowie bauliche Vorkehrungen, die das Eindringen von Schädner und Vögel in die Stallungen und Futterlager verhindern, von großer Bedeutung (Loncke und Dewulf, 2019). Der Zugang von Hunden und Katzen zum Stallgebäude und deren Einsatz zur Schädnerbekämpfung sind hinsichtlich der Biosicherheit als äußerst problematisch einzustufen (Loncke und Dewulf, 2019). So können Haustiere einerseits als mechanische Vektoren für Infektionserreger fungieren und andererseits mit schweinepathogenen Erregern wie beispielsweise dem Suiden Herpesvirus 1 (SuHV-1) infiziert sein und sollten daher möglichst vom Stallgebäude ferngehalten werden (Serena et al., 2018; Loncke und Dewulf, 2019; Freuling et al., 2023).

Der Betriebsstandort und die damit einhergehende Entfernung zu anderen schweinehaltenden Betrieben ist ebenfalls von Bedeutung (Rose und Madec, 2002). Einige virale Infektionserreger können sich unter günstigen Bedingungen über weite Strecken aerogen ausbreiten, z. B. das porcine epizootische Diarrhoe Virus (PEDV) bis zu 16,1 km, PRRSV bis zu 9,2 km und IAV bis zu 2,1 km (Otake et al., 2010; Corzo et al., 2013; Alonso et al., 2014). Ein weiteres Biosicherheitsrisiko für Schweinebestände, welches in engem Zusammenhang mit dem Betriebsstandort steht, ist das Vorkommen von Wildschweinen in der Umgebung (Guberti et al., 2019). Diese haben eine zentrale Bedeutung im ASP-Seuchengeschehen, können jedoch potenziell auch andere

Pathogene übertragen (Vengust et al., 2006; Reiner et al., 2011; Guberti et al., 2019). Aus diesem Grund ist es wichtig, Wildtiere möglichst fernzuhalten und den Betrieb durch geeignete Umzäunungen vor dem Kontakt mit diesen zu schützen (Bolduan, 2021).

1.2. Interne Biosicherheit

Bereits Scheidt et al. (1995) sowie Barceló und Marco (1998) beschrieben die Relevanz der Trennung verschiedener Altersgruppen und der Implementierung eines strikten Rein-Raus-Verfahrens zur Unterbrechung von Infektionsketten. In Ferkelerzeugerbetrieben ist neben der Trennung von Produktionseinheiten und -gruppen auch eine Quarantäne zugekaufter Jungsauen und Eber eine wichtige Schutzmaßnahme (Bernaerdt et al., 2021).

Die Versorgung der Tiere sollte in der Reihenfolge von jung zu alt erfolgen, wobei zur Vermeidung von Kreuzkontaminationen für jede Altersgruppe separate, regelmäßig gereinigte und desinfizierte Hilfsmittel wie beispielsweise Treibbretter zur Verfügung stehen sollten (Dewulf et al., 2019). Dewulf et al. (2019) empfehlen, zwischen verschiedenen Altersstufen eine strikte Personenhygiene zu implementieren, die den Wechsel von Kleidung und Schuhen sowie die Durchführung von Handhygiene umfasst. Um gesunde Tiere im Bestand vor dem Kontakt mit Krankheitserregern zu schützen, die potenziell von kranken Tieren oder Kümmerern ausgeschieden werden, sollten diese „Risikotiere“ in Krankenbuchten separiert werden (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Auch sollten diese Tiere erst nach den gesunden Tieren versorgt und im Anschluss entsprechende Hygienemaßnahmen ergriffen werden (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Bernaerdt et al. (2023) analysierten im Rahmen einer einjährigen Studie die Bewegungsmuster von in fünf schweinehaltenden Betrieben tätigen Personen und stellten fest, dass der Median der als riskant eingestuften Bewegungen der Betriebe zwischen 11 % und 36 % der gesamten Bewegungen betrug.

Ein zentraler Aspekt der internen Biosicherheit ist die Durchführung von Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen (Makovska et al., 2024). Es wird empfohlen, dass die Abteile nach jedem Produktionszyklus gründlich gereinigt und desinfiziert werden (Makovska et al., 2024). Darüber hinaus sollten auch Treibwege, Verladerampen bzw. Verladebereiche in die Hygienemaßnahmen miteinbezogen werden (Grosse Beilage, 2013b). In der Untersuchung von Raasch et al. (2018) unterschieden sich Betriebe mit hohem und niedrigem Antibiotikaverbrauch signifikant in ihren Bewertungen zur Reinigung und Desinfektion durch das Evaluierungstool Biocheck.UGent™. Dies lässt den Schluss zu, dass die Tiergesundheit des Bestandes durch Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen beeinflusst wird (Raasch et al., 2018).

1.3. Risikofaktoren und Biosicherheitsmaßnahmen

Mit dem Begriff „Risikofaktor“ wird in der Human- und Veterinärmedizin ein Merkmal oder eine Gegebenheit bezeichnet, welches die Wahrscheinlichkeit des Auftretens einer Krankheit erhöht (Thrusfield und Brown, 2018). Die Relevanz der einzelnen Risikofaktoren kann dabei variieren, jedoch ist auch die Häufigkeit, mit der die Tiere dem Risiko ausgesetzt sind, von Bedeutung (Laanen et al., 2010). Dewulf und Van Immerseel (2019) definieren Risiko im Zusammenhang mit der Übertragung von Pathogenen als eine Kombination aus der Wahrscheinlichkeit der Übertragung und der Häufigkeit des Auftretens der Übertragungsmöglichkeit. Als Beispiel nennen sie die Erregerübertragung durch die Hände von im Stall beschäftigten Personen, die pro Kontakt zwar eine geringe Wahrscheinlichkeit aufweist, aufgrund der hohen Anzahl täglicher Kontakte jedoch ein erhebliches Risiko für die Tiergesundheit im Bestand darstellt, insbesondere wenn keine Hygienemaßnahmen ergriffen werden (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Unterschiedliche Eigenschaften der Erreger wie beispielsweise die Überlebenszeit in der Umwelt und die erforderliche Infektionsdosis bedingen eine uneinheitliche Risikobewertung (Laanen et al., 2010; Dewulf und Van Immerseel, 2019).

Abbildung 2 bietet einen Überblick über die allgemeine Einstufung verschiedener Risikofaktoren hinsichtlich der Biosicherheit in schweinehaltenden Betrieben (Laanen et al., 2010; Dewulf und Van Immerseel, 2019).

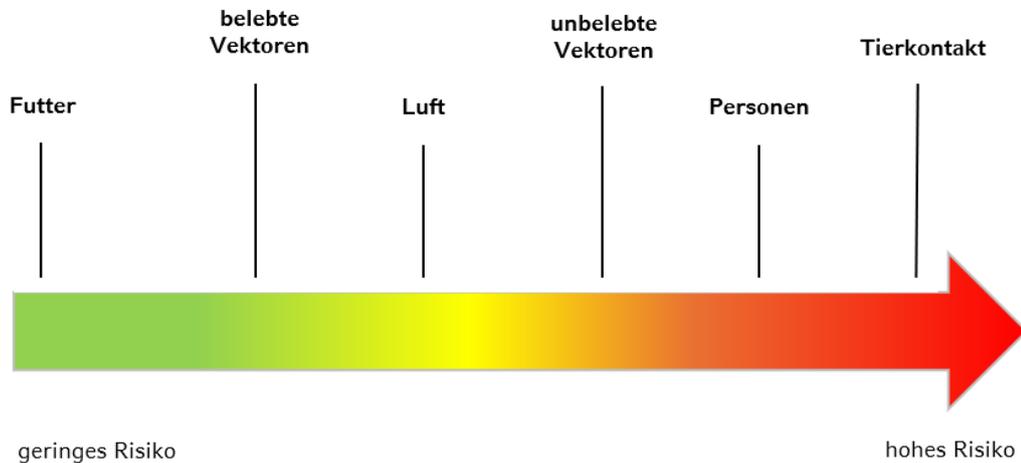


Abbildung 2: Beispiele allgemeiner Risikofaktoren hinsichtlich der Biosicherheit in schweinehaltenden Betrieben (modifiziert nach Laanen et al. (2010))

1.4. Evaluierung der Biosicherheit

Zur standardisierten und strukturierten Erfassung der Biosicherheit in schweinehaltenden Betrieben existieren verschiedene Fragebögen und Evaluierungstools (Gellermann et al., 2023; Australian Pork Limited, 2025; Boehringer Ingelheim Vetmedica, 2025; Universität Gent, 2025). Diese erfassen entweder die allgemeine Biosicherheit des Betriebes oder legen einen Schwerpunkt auf die Verhinderung des Eintrags und der Verbreitung eines spezifischen Erregers (Gellermann et al., 2023; Australian Pork Limited, 2025; Boehringer Ingelheim Vetmedica, 2025; Universität Gent, 2025).

Die App COMBAT® fokussiert sich beispielsweise auf die Kontrolle von PRRSV in Schweinebeständen (Boehringer Ingelheim Vetmedica, 2025). In Australien wird das Programm APIQ[√]® zur Erfassung der Biosicherheit teilnehmender Betriebe eines Qualitätsprogrammes genutzt (Australian Pork Limited, 2025). Das Biosicherheitsevaluierungstool

Biocheck.UGent™ der Universität Gent ist für verschiedene Tierarten verfügbar und berücksichtigt in der Auswertung eine risikoorientierte Gewichtung der Biosicherheitsmaßnahmen sowie einen nationalen und globalen Vergleich der Ergebnisse (Universität Gent, 2025). In Deutschland wurde von der Universität Vechta in Zusammenarbeit mit verschiedenen Fachinstitutionen die Risikoampel ASP entwickelt (Gellermann et al., 2023). Dieses Tool berücksichtigt sowohl rechtliche Vorgaben als auch Expertenempfehlungen und ermöglicht es Landwirten und Landwirtinnen, das Risiko eines Eintrags der ASP in ihren Betrieb zu beurteilen (Gellermann et al., 2023).

2. *Lawsonia intracellularis*

2.1. Allgemeines und Ätiologie

Der Erreger der porzinen proliferativen Enteropathie (PPE), *L. intracellularis*, wird der Familie Desulfovibrionaceae der Klasse Deltaproteobacteria zugeordnet (McOrist et al., 1995). Es handelt sich hierbei um ein gram-negatives, obligat intrazelluläres, kapselloses, mikroaerophiles Stäbchen (Lawson et al., 1993; McOrist et al., 1995). Das Bakterium hat eine Größe von 1,25-1,75 µm x 0,25-0,43 µm, besitzt eine trilaminäre äußere Zellmembran und kommt verschiedenartig gekrümmt oder als gerades Stäbchen vor (McOrist et al., 1995). Im extrazellulären Raum besitzt es ein unipolares Flagellum, womit chemotaktischen Reizen folgend eine aktive Bewegung zu den Zielzellen möglich ist (Lawson und Gebhart, 2000).

2.2. Epidemiologie

L. intracellularis kommt weltweit in allen schweineproduzierenden Ländern vor und ist im Großteil der westeuropäischen Hausschweinebestände endemisch (Paradis et al., 2007; Holyoake et al., 2010; Viott et al., 2013; Baroch et al., 2015; Arnold et al., 2019; Xiao et al., 2022). Arnold et al. (2019) konnten in Deutschland bei der Untersuchung von Kotproben aus Beständen mit Durchfällen eine Herdenprävalenz von 91,7 % feststellen. Infektionen bei Wildschweinen sind ebenfalls beschrieben (Tomanová et al., 2002). Auch zahlreiche andere Säugetierspezies wie beispielsweise Pferde, Hunde, Hirsche, Hamster, Ratten und Mäuse können mit *L. intracellularis* infiziert werden (Collins et al., 1983; Vandenberghe et al., 1985; Drolet et al., 1996; Williams et al., 1996; Cooper et al., 1997; Collins et al., 1999). So wurde die equine proliferative Enteropathie (EPE), die vor allem Absetzfohlen betrifft, in den letzten Jahren vermehrt diagnostiziert (van den Wollenberg et al., 2011; Bohlin et al., 2019; Dohrmann et al., 2022).

Eine Infektion mit *L. intracellularis* beim Menschen ist bislang nicht nachgewiesen worden und der Verdacht, dass der Erreger mit chronisch-entzündlichen Darmerkrankungen wie Colitis ulcerosa und Morbus Crohn in Verbindung steht, konnte bisher nicht bestätigt werden (Michalski et al., 2006; Jacobson et al., 2007).

L. intracellularis wird fäkal-oral durch infizierte Tiere, einer kontaminierten Umgebung oder belebte und unbelebte Vektoren übertragen (Vannucci et al., 2019). Die Ausscheidung des Erregers über den Kot setzt sieben Tage nach der Infektion ein und kann bis zu zwölf Wochen lang anhalten (Vannucci et al., 2019). Es werden hohe Erregermengen von bis zu 7×10^8 Erregern/ g Kot ausgeschieden, wohingegen die Infektionsdosis relativ gering ist und die PPE sich daher rasch im Bestand ausbreiten kann (Smith und McOrist, 1997; Guedes und Gebhart, 2003b; Jordan et al., 2004). *L. intracellularis* bleibt bei Temperaturen zwischen 5 °C und 15 °C bis zu zwei Wochen in der Stallumgebung infektiös (Collins et al., 2000). Zudem spielen Ratten und Mäuse als Reservoir und Vektoren eine wichtige Rolle in der Epidemiologie von *L. intracellularis* (Vannucci et al., 2019). So zeigten Gabardo et al. (2017) in einem Infektionsversuch eine gegenseitige Ansteckung zwischen Mäusen und Schweinen durch den Kontakt mit den jeweiligen kontaminierten Fäkalien. Collins et al. (2011) konnten in Beständen mit endemischer PPE bei gefangenen Ratten eine Prävalenz von 3,6 % bis 83,4 % feststellen, wobei bei einzelnen Ratten eine Ausscheidung von bis zu 10^{10} Erregern/ g Kot quantifiziert werden konnte.

2.3. Pathogenese und Klinik

L. intracellularis greift in die Regulation des Zellzyklus von Kryptenzellen ein (McOrist et al., 1996). Häufig ist das distale Ileum betroffen, pathologische Veränderungen können jedoch auch im Jejunum, Caecum und Colon vorgefunden werden (Jensen et al., 2006). Durch die Infektion wird die Ausreifung von Kryptenepithelzellen zu funktionsfähigen Enterozyten verhindert, stattdessen kommt es zur Proliferation dieser Zellen, wodurch verlängerte Krypten entstehen und die Zottenarchitektur verloren geht (Selbitz, 2023). Die Anzahl der Becherzellen im betroffenen

Darbereich nimmt ab, woraufhin die mechanische Schleimhautbarriere beeinträchtigt wird (Lomax und Glock, 1982). PPE ist ein Oberbegriff für einen Krankheitskomplex beim Schwein mit verschiedenen Verlaufsformen, die als subklinisch, akut und chronisch eingestuft werden (Selbitz, 2023). Die klinische Ausprägung variiert in Abhängigkeit von der Infektionsdosis, dem Alter der Tiere und verschiedenen prädisponierenden Faktoren (Collins und Love, 2007; Paradis et al., 2012; Vannucci et al., 2019; Arnold et al., 2021).

Häufig werden subklinische Verläufe beobachtet (Stege et al., 2004). Diese treten vor allem bei Schweinen nach dem Absetzen auf, aber auch ältere Schweine können betroffen sein (Brandt et al., 2010). Obwohl die Schweine meist eine physiologische Kotbeschaffenheit aufweisen, kommt es zu einer schlechteren Futtermittelverwertung, geringeren Tageszunahmen, einer ungleichmäßigen Entwicklung der Gruppe und somit zu erheblichen wirtschaftlichen Verlusten (McOrist et al., 1997; Scholz et al., 2008).

Die akute Form einer Infektion mit *L. intracellularis* wird als porcine hämorrhagische Enteropathie (PHE) bezeichnet und tritt vor allem bei Mastschweinen, Jungsauen und Jungebern in einem Alter von vier bis zwölf Monaten auf (Vannucci et al., 2019). Betroffene Tiere hatten häufig vor der Erkrankung keinen Kontakt mit dem Erreger oder konnten aufgrund einer frühen Verabreichung von Antibiotika keine Immunität ausbilden (Wendt et al., 2013). Das klinische Erscheinungsbild ist von blutigem Durchfall oder Meläna, Fieber, einer hämorrhagischen Anämie und plötzlichen Todesfällen geprägt (Vannucci et al., 2019).

Die häufigste chronische Form der PPE ist unter der Bezeichnung porcine intestinale Adenomatose (PIA) bekannt und tritt vor allem bei Schweinen im Alter von sechs bis 20 Wochen auf (Vannucci et al., 2019). Es können milde bis moderate, intermittierende grau-grüne Durchfälle ohne Blutbeimengungen beobachtet werden, die Tiergruppen wachsen auseinander, vereinzelte Tiere kümmern und die Tageszunahmen sind reduziert (Vannucci et al., 2019). In der pathologischen Untersuchung erscheinen betroffene Darmabschnitte von außen hirnwindungsartig verdickt, nach Eröffnung zeigt sich eine verdickte und gefältelte

Darmschleimhaut (Vannucci et al., 2019). Die nekrotisierende Enteritis (NE) und die regionale Ileitis (RI) sind weitere chronische Verlaufsformen, welche sich durch eine Störung des Allgemeinbefindens, Kümern und unspezifischen Durchfällen klinisch äußern (Wendt et al., 2013). Bei der NE sind Sekundärinfektionen als Ursache für eine fibrinöse Entzündung zu nennen (Vannucci et al., 2019). Die RI, die durch ein gartenschlauchartig verdicktes Ileum gekennzeichnet ist, entsteht durch Reparaturprozesse der geschädigten Darmwand in Form von Zubildung von Granulations- und Bindegewebe sowie einer Hypertrophie der Tunica muscularis (Wendt et al., 2013).

2.4. Diagnostik

Durch die makroskopische Beurteilung des Darms im Rahmen der pathologischen Untersuchung kann eine Verdachtsdiagnose gestellt werden, jedoch variiert das pathologische Bild je nach Verlaufsform und der Verdacht sollte durch weitere diagnostische Verfahren bestätigt werden (Vannucci et al., 2019). Typische makroskopische Veränderungen bei einer PPE umfassen eine Verdickung der Darmwand und eine Erweiterung des Darmlumens, insbesondere im Bereich des Ileums (McOrist et al., 1996; Vannucci et al., 2019). In den betroffenen Darmsegmenten können zudem subseröse Ödeme vorliegen und die mesenterialen Lymphknoten können vergrößert sein (Huerta et al., 2003). Zum Nachweis von *L. intracellularis* kann eine Färbung histologischer Darmpräparate mit der modifizierte Ziehl-Neelsen-Färbung, der Hämatoxylin-Eosin-Färbung oder der Warthin-Starry-Färbung durchgeführt werden, wobei die Sensitivität dieser Methoden nur gering ist (Dünser et al., 2003; Ladinig et al., 2009). Durch eine immunhistochemische Färbung kann *L. intracellularis* mithilfe von spezifischen monoklonalen Antikörpern in histologischen Präparaten dargestellt werden (McOrist et al., 1987; Guedes und Gebhart, 2003a; Boesen et al., 2005).

Die Polymerase-Kettenreaktion (PCR) ermöglicht den direkten Nachweis von *L. intracellularis*, wobei eine quantitative PCR (qPCR) im Vergleich dazu als sensitiver gilt und zusätzlich eine Einschätzung der Erregermenge erlaubt, die mit dem Ausmaß der

Darmschleimhautveränderungen korreliert (Jones et al., 1993; Nathues et al., 2009; Willems und Reiner, 2010; Pedersen et al., 2012; Wendt et al., 2013). Gängige Probenmaterialien sind dabei Kot oder Darmgewebe (Vannucci et al., 2019). Campler et al. (2024) und Eddicks et al. (2025) zeigten zudem, dass sich Oral Fluid Samples (OFS) als Probenmaterial eignen, um *L. intracellularis* innerhalb einer Tiergruppe nachzuweisen.

Der Nachweis spezifischer Antikörper gegen *L. intracellularis* kann mit hoher Sensitivität und Spezifität durch den Indirect Immunofluorescent Antibody Test (IFAT), den Immunperoxidase Monolayer Assay (IPMA) und den Enzyme-Linked Immunosorbent Assay (ELISA) erfolgen (Knittel et al., 1998; Guedes et al., 2002; Boesen et al., 2005). Diese können ergänzend zum Erregernachweis eingesetzt werden, insbesondere um die möglicherweise intermittierende Ausscheidung von *L. intracellularis* zu berücksichtigen und den Infektionszeitpunkt zu bestimmen (Knittel et al., 1998; Vannucci et al., 2019).

3. *Brachyspira hyodysenteriae* und *Brachyspira pilosicoli*

3.1. Allgemeines und Ätiologie

Die Gattung *Brachyspira* wird der Familie Brachyspiraceae innerhalb der Ordnung Spirochaetales zugeordnet (Olsen et al., 2000; Paster und Dewhirst, 2000). Bislang sind neun Spezies offiziell anerkannt, wobei sieben davon beim Schwein vorkommen (Hampson und Burrough, 2019). Beim Schwein lassen sich zwei Krankheitsbilder unterscheiden: Die Dysenterie, verursacht durch *B. hyodysenteriae*, *B. hamptonii* oder *B. suanatina* und die porcine intestinale Spirochätosis (PIS), die auf die Spezies *B. pilosicoli* zurückzuführen ist (Taylor und Alexander, 1971; Harris et al., 1972; Trott et al., 1996; Råsbäck et al., 2007; Chander et al., 2012). *B. murdochii* und *B. intermedia* sind häufige Kommensalen im Darmtrakt, die gelegentlich eine leichte Colitis hervorrufen können, wohingegen *B. innocens* als apathogener Kommensale angesehen wird (Kinyon und Harris, 1979; Hampson und Burrough, 2019).

Brachyspira spp. sind gramnegative, schraubenförmige Bakterien mit einer Größe von 5-11 µm x 0,2-0,4 µm, die sich durch periplasmatische Endoflagellen fortbewegen können (Hampson und Burrough, 2019). Sie wachsen anaerob, sind jedoch aerotolerant, da sie die Fähigkeit besitzen, Sauerstoff durch eine NADH-Oxidase umzuwandeln (Stanton et al., 1999).

3.2. Epidemiologie

B. hyodysenteriae und *B. pilosicoli* sind weit verbreitet und gelten in vielen schweineproduzierenden Ländern als endemisch (Hampson und Burrough, 2019). Arnold et al. (2023) konnten in deutschen Schweinebeständen mit Durchfallproblematik für beide Erreger eine Herdenprävalenz von 16,7 % feststellen. *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* werden fäkal-oral übertragen, wobei mögliche Infektionsquellen der direkte Kontakt zu erkrankten oder latent infizierten Tieren, die Aufnahme von kontaminiertem Futter oder Wasser oder andere belebte und unbelebte Vektoren wie beispielsweise Personen,

Fahrzeuge, Gegenstände und Gülle sind (Hampson und Burrough, 2019). Infizierte Schweine können bereits einige Tage vor dem Auftreten klinischer Symptome eine Erregerausscheidung zeigen, welche über Monate hinweg konstant oder intermittierend fort dauern kann (Kinyon et al., 1977; Hampson und Burrough, 2019).

Schadnager stellen wichtige Reservoirs für *B. hyodysenteriae* dar und können den Erreger auf Schweine übertragen (Joens, 1980; Hampson et al., 1991; Backhans et al., 2011; Backhans et al., 2013; Pearson et al., 2016). Da Infektionen mit *Brachyspira spp.* bei Zugvögeln wie beispielsweise Stockenten (*Anas platyrhynchos*) nachgewiesen wurden, werden auch diese als Reservoir vermutet (Jansson et al., 2004; Råsbäck et al., 2007; Aller-Morán et al., 2016). Blunt et al. (2022) untersuchten Insekten aus schweinehaltenden Betrieben mit Dysenterie und kamen zu dem Ergebnis, dass Fliegen und Schaben als potenzielle mechanische Vektoren von *B. hyodysenteriae* fungieren können. Reiner et al. (2011) fanden in Deutschland bei 165 erlegten Wildschweinen Prävalenzen von 2,4 % für *B. hyodysenteriae* und 12,1 % für *B. pilosicoli*.

B. pilosicoli kann beim Menschen eine intestinale Spirochätose auslösen und stellt eine Zoonose dar, zudem sind Infektionen bei Nutzgeflügel und Hunden beschrieben (Trott et al., 1995; Duhamel et al., 1996; Trivett-Moore et al., 1998; Shivaprasad und Duhamel, 2005; Hampson et al., 2006; Hidalgo et al., 2010).

Laut Boye et al. (2001) kann *B. hyodysenteriae* bei 10 °C zehn Tage im Boden, in mit 10 % Kot versetzter Erde 78 Tage und in Kot 112 Tage überleben. Im Vergleich dazu zeigt *B. pilosicoli* eine noch höhere Tenazität und überlebt bei 10 °C 119 Tage im Boden sowie 210 Tage in mit 10 % Kot versetzter Erde oder Schweinekot (Boye et al., 2001). Trockenheit und Wärme reduzieren hingegen die Überlebenszeit von *Brachyspira spp.* außerhalb des Wirts (Wendt et al., 2013).

3.3. Pathogenese und Klinik

Nach oraler Aufnahme und Überstehen der Magenpassage vermehren sich *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* in der Schleimhaut von Caecum und Colon (Hampson und Burrough, 2019). Eine Infektion mit *B. hyodysenteriae* betrifft vor allem Aufzucht- und Mastschweine, wobei die Inkubationszeit in Abhängigkeit von Faktoren wie Erregerdruck und Futterzusammensetzung, aber auch stressbedingt zwischen vier Tagen und drei Monaten variiert, jedoch meist zehn bis 14 Tage beträgt (Hampson und Burrough, 2019). Der auftretende Durchfall entsteht durch Malabsorption, bedingt durch eine Störung der epithelialen Transportmechanismen von Natrium- und Chlorid-Ionen (Argenzio et al., 1980). Vermehrte Schleimproduktion sowie Schleimhauterosionen, begleitet von oberflächlichen Blutungen und fibrinöser Exsudation, äußern sich durch das Vorhandensein von Schleim, Blut und Fibrin im Kot (Hampson und Burrough, 2019). Betroffene Tiere zeigen zum Teil Fieber und haben durch eine frequente Dickdarmentleerung eingefallene Flanken (Wendt et al., 2013). Bei Infektionen von Schweinen aus vorher naiven Beständen kann die Morbidität bis zu 90 % und die Mortalität trotz Behandlung bis zu 30 % erreichen (Hampson und Burrough, 2019).

Bei Infektionen mit *B. pilosicoli* beträgt die Inkubationszeit zwischen fünf und 20 Tagen (Wendt et al., 2013). Durch die Schädigung von Epithelzellen und deren Ersatz durch unreife Enterozyten kommt es zu einer Störung von Resorptionsvorgängen und einer daraus folgenden osmotischen Diarrhoe, selten treten Blutbeimengungen auf (Wendt et al., 2013). Häufig sind Absetzferkel und Mastläufer betroffen, wobei die klinischen Symptome im Vergleich zur Dysenterie wesentlich milder sind und auch subklinische Infektionen vorkommen (Girard et al., 1995; Hampson und Burrough, 2019).

3.4. Diagnostik

In der makroskopischen Untersuchung zeigt sich bei der Dysenterie eine muko-hämorrhagische bis diphteroid-nekrotisierende Typhlocolitis, wobei die oberflächlichen Nekrosen der Dickdarmschleimhaut als kleieartige Beläge beschrieben werden (Straubinger, 2023; Pérez-Pérez

et al., 2024). Der direkte Nachweis von Spirochäten in Gewebeschnitten kann mit unspezifischen Färbetechniken wie der Versilberung nach Warthin-Starry erfolgen, jedoch ist aufgrund der morphologischen Ähnlichkeit keine Differenzierung der verschiedenen Spezies möglich (Wendt et al., 2013). Methoden wie die Phasenkontrastmikroskopie, Dunkelfeldmikroskopie oder Immunfluoreszenzmikroskopie erlauben lediglich eine Verdachtsdiagnose (Straubinger, 2023).

Der mikrobiologische Nachweis von *Brachyspira ssp.* aus Kotproben oder Darmschleimhaut erfolgt auf selektivem Nährboden unter anaeroben Bedingungen und bietet den Vorteil, im Anschluss der Kultivierung einen Resistenztest durchführen zu können (Straubinger, 2023). Zur Differenzierung werden biochemische Eigenschaften wie die β -Hämolyse des Blutagars, die Fähigkeit zur Hippurathydrolyse und Indolbildung sowie die Aktivität der α -Galactosidase sowie der α - und β -Glucosidase herangezogen (Fellström und Gunnarsson, 1995; Trott et al., 1996; Stanton et al., 1997). Zur Identifikation und Differenzierung der kultivierten Bakterien kann alternativ eine PCR durchgeführt werden (Hampson und Burrough, 2019). Der Erregernachweis mittels PCR ist zudem direkt aus Darmschleimhaut oder Kot möglich (Råsbäck et al., 2006; Burrough et al., 2012). Auch der molekularbiologische Nachweis von *B. hyodysenteriae* aus OFS ist beschrieben (Eddicks et al., 2025). Häufige Zielsequenzen der PCRs sind die ribosomalen RNA-Gene 16S-rRNA und 23S-rRNA, das Hämolysin-Gen (tlyA-Gen) oder das NADH-Oxidase-Gen (nox-Gen) (Fellström et al., 1997; Leser et al., 1997; Atyeo et al., 1998; Fellström et al., 2001).

Serologische Methoden wie der ELISA kommen in der routinemäßigen Diagnostik von *Brachyspira spp.* nur wenig zum Einsatz, da sie nicht auf spezies-spezifischen Antikörpern basieren und daher sowohl hinsichtlich ihrer Sensitivität als auch Spezifität eingeschränkt sind (Hampson und Burrough, 2019).

4. Afrikanische Schweinepest

4.1. Allgemeines und Ätiologie

Der Erreger der anzeigepflichtigen ASP ist das gleichnamige Afrikanische Schweinepestvirus (ASPV), wird dem Genus *Asfivirus* zugeordnet und ist das einzige Mitglied der Familie *Asfarviridae* (Alonso et al., 2018). Außerdem ist es das einzige derzeit bekannte DNA-Virus, welches durch Arthropoden übertragen werden kann (Sánchez-Vizcaíno et al., 2019). Es handelt sich um ein großes, behülltes doppelsträngiges DNA-Virus, dessen Genom zwischen 170-193 kbp variiert und für 150 bis 167 Proteine codiert (Rodriguez et al., 1994; Chapman et al., 2008).

4.2. Epidemiologie

Die Afrikanische Schweinepest wurde erstmals im Jahr 1921 in Kenia nachgewiesen (Montgomery, 1921). Der erste Fall in Deutschland wurde im September 2020 bei Wildschweinen in Brandenburg verzeichnet (Sauter-Louis et al., 2021). Im darauffolgenden Jahr erfolgte der erste Nachweis bei Hausschweinen, ebenfalls in Brandenburg (FLI, 2021). In den letzten Jahren nahm das Seuchengeschehen in Deutschland zu, sodass im Jahr 2024 in den Bundesländern Brandenburg, Rheinland-Pfalz, Hessen, Sachsen, Baden-Württemberg und Mecklenburg-Vorpommern insgesamt elf Fälle in Hausschweinebeständen und 813 Fälle bei Wildschweinen festgestellt wurden (FLI, 2024). Das Afrikanische Schweinepestvirus kann sowohl Hausschweine als auch wildlebende Schweine, darunter die in Afrika vorkommenden Warzenschweine (*Phacochoerus* spp.) und Buschschweine (*Potamochoerus* spp.) sowie Wildschweine (*Sus scrofa*) in Europa und Asien infizieren. Über die Familie der Suidae hinaus kann sich das Virus auch in Lederzecken der Gattung *Ornithodoros* replizieren (Plowright et al., 1969; Plowright et al., 1970; Haresnape und Wilkinson, 1989).

Der sylvatische Zyklus wurde bisher nur auf dem afrikanischen Kontinent beschrieben (Sánchez-Vizcaíno et al., 2019). Das Virus zirkuliert dort zwischen *Ornithodoros* spp. und vorwiegend den dort heimischen Warzenschweinen (Plowright et al., 1969; Thomson, 1985; Obanda et al., 2024). Virusübertragungen von *Ornithodoros* spp. auf domestizierte

Hausschweine wurden sowohl in Afrika als auch in Spanien und Portugal beschrieben (Haresnape und Wilkinson, 1989; Oleaga et al., 1990; Boinas et al., 2011). Bisher gibt es keine Hinweise für die Relevanz von *Ornithodoros* spp. im Seuchengeschehen in Mitteleuropa (Pietschmann et al., 2016). In den dort heimischen Schildzecken *Ixodes ricinus* und *Dermacentor reticulatus* konnte bislang keine Virusreplikation nachgewiesen werden (de Carvalho Ferreira et al., 2014).

Die direkte Virusübertragung durch Kontakt zwischen gesunden und infizierten Haus- und Wildschweinen über die oronasale Aufnahme von Se- und Exkreten sowie Blut stellen sehr effiziente Übertragungswege dar (Olesen et al., 2017). Laut Sánchez-Vizcaíno et al. (2019) ist das Virus bei Hausschweinen und in der eurasischen Wildschweinpopulation nicht auf die Vektorübertragung angewiesen. Aufgrund der hohen Virusstabilität spielt der Mensch als indirekter Überträger bei der Ausbreitung der Tierseuche eine wichtige Rolle, wobei ein Eintrag in Hausschweinebestände beispielsweise durch die Verfütterung kontaminierter Speiseabfälle oder über kontaminierte Kleidung, Fahrzeuge und Geräte erfolgen kann (Sánchez-Vizcaíno et al., 2015). Kontaminiertes Schweinefleisch und daraus hergestellte Produkte sind eine der Hauptursachen für die Verbreitung über weitere Distanzen, da sich das Virus in Fleisch und Fleischprodukten lange halten kann, beispielsweise bis zu 291 Tage in Parmaschinken und in gefrorenem Fleisch bis zu 118 Tage (McKercher et al., 1978; Kolbasov et al., 2011; Jurado et al., 2019).

Kadaveruntersuchungen von Fischer et al. (2020a) zeigten, dass das Virus in Milz- oder Muskelgewebe bei -20 °C und im Blut bei 4 °C am stabilsten ist, sodass unter diesen günstigen Bedingungen zwei Jahre infektiöses Virusmaterial nachgewiesen werden konnte, wodurch die Relevanz von Wildschweinkadavern im Infektionsgeschehen verdeutlicht wird. Olesen et al. (2017) beschrieben, dass eine aerogene Übertragung von ASPV über kurze Distanzen möglich ist (Olesen et al., 2017).

Da in Mitteleuropa in den letzten Jahren vermehrt Ausbrüche in Hausschweinebeständen in den Sommermonaten beobachtet wurden, wird aktuell die Rolle von Arthropoden im Hinblick auf die Seuchendynamik verstärkt hinterfragt (Herm et al., 2020; Qin et al., 2021; Blome et al., 2024). Laut Mellor et al. (1987) kann die Stallfliege (*Stomoxys calcitrans*) das Virus als mechanischer Vektor über kurze Distanzen übertragen, es findet jedoch keine Virusreplikation im Insekt statt. Auch eine Übertragung über die orale Aufnahme dieser Insekten ist beschrieben (Olesen et al., 2018). Blome et al. (2024) konnten nach der Verfütterung kontagiösen Blutes an Stallfliegen bis zu zwei Tage infektiöses Virusmaterial in den blutsaugenden Insekten nachweisen. Auch Arthropoden wie Mosquitos, die längere Distanzen zurücklegen, wurden bereits untersucht (Herm et al., 2020; Qin et al., 2021; Blome et al., 2024). Zwar konnte nach einer experimentellen Kontamination bei 10 °C Umgebungstemperatur bis zu 120 Stunden infektiöses Virus auf den Insekten nachgewiesen werden, jedoch konnte im Feld bei während Hausschweineausbrüchen gefangenen Insekten bisher kein Virusmaterial gefunden werden (Herm et al., 2020; Qin et al., 2021; Blome et al., 2024).

Da in Regionen mit ASP-positiven Wildschweinen davon ausgegangen werden kann, dass Acker- und Grünlandflächen mit infektiösem Material wie Körperflüssigkeiten und Kadavern kontaminiert sind, stellt sich vermehrt die Frage, inwieweit das Virus durch Futter und Einstreumaterialien in Schweinebestände eingeschleppt werden kann (Stoian et al., 2019; Fischer et al., 2020b; Niederwerder et al., 2022; Blome et al., 2024). Im Versuch von Niederwerder et al. (2022) behielt das ASPV in kontaminiertem Sojaextraktionsschrot (SES) bei 4 °C 112 Tage seine Infektiosität, bei 20 °C 21 Tage und bei 35 °C sieben Tage. In Mischfutter war das Virus bei 4 °C 30 Tage und bei höheren Temperaturen nur wenige Tage infektiös (Niederwerder et al., 2022). In gemahlenem Mais zeigte das Virus die geringste Stabilität und blieb bei 4 °C vier Tage lang infektiös (Niederwerder et al., 2022). Fischer et al. (2020b) stuften hingegen das Risiko einer Virusübertragung durch kontaminierte Futtermittel wie Weizen, Gerste, Roggen, Triticale, Mais und Bohnen nach mindestens zweistündiger Lagerung bei

Raumtemperatur als gering ein. Blome et al. (2024) kontaminierten in einem Versuch verschiedene in der Schweineproduktion eingesetzte Futtermittel sowie Einstreumaterialien (Gras, Gras- und Maissilage, Gerste, Weizen, Hafer, Raps, Kartoffeln, Futterrüben, Heu, Stroh, Rinde), wobei das Virus lediglich in Hackfrüchten bei niedrigen Lagerungstemperaturen über eine längere Zeitspanne infektiös blieb (in Futterrüben bei 4 °C 120 Tage bzw. bei -20 °C 180 Tage; in Kartoffeln bei 4 °C 28 Tage bzw. bei -20 °C 274 Tage) (Blome et al., 2024).

4.3. Pathogenese und Klinik

Nach oronasaler Aufnahme gelangt das Virus über die Schleimhäute des Nasen-Rachen-Raums in den Körper, wobei die Tonsillen und die dorsale Pharyngealschleimhaut als primäre Eintrittsstellen dienen (Colgrove et al., 1969). Nach der initialen Virusreplikation in den Mandibular- und Retropharyngeallymphknoten erfolgt eine systemische Ausbreitung sowie eine sekundäre Vermehrung in Milz, Lymphknoten, Leber und Lunge (Beer, 2023). Zellen des mononukleären Phagozytosesystems, insbesondere Makrophagen und Monozyten, stellen die Hauptzielzellen dar (Mínguez et al., 1988). Im fortgeschrittenen Krankheitsverlauf kann sich das Virus in einem geringeren Ausmaß auch in anderen Zelltypen replizieren (z. B. Hepatozyten, Endothelzellen, Megakaryozyten) (Edwards et al., 1985; Gómez-Villamandos et al., 1995). Das ASPV induziert eine Freisetzung proinflammatorischer Zytokine aus den Makrophagen und Monozyten, wodurch es zur Apoptose dieser Zelle sowie benachbarter B- und T-Lymphozyten kommt (Sanchez-Vizcaino et al., 1981; Oura et al., 1998). Die Pathogenese der auftretenden Blutungen und Koagulationsstörungen ist noch nicht vollständig geklärt, wobei eine disseminierte intravaskuläre Koagulopathie, ausgelöst durch zytokinvermittelte Mechanismen oder direkte Endothelschädigungen, als mögliche Ursachen diskutiert werden (Anderson et al., 1987; Gómez-Villamandos et al., 1995; Carrasco et al., 1997; Beer, 2023). Alveoläre Ödeme, welche bei subakuten und akuten Verläufen meist zum Verenden der Tiere führen, entstehen durch die Aktivierung pulmonaler intravaskulärer Makrophagen (Sierra et al., 1990). Die Inkubationszeit beträgt in der Regel drei bis 15 Tage (Beer, 2023).

Klinische Anzeichen der Infektion sind oft sehr unspezifisch und variieren je nach Virusisolat, Infektionsdosis und -route, Koinfektionen und Umweltfaktoren, wobei sich die Klinik perakut, akut, subakut sowie chronisch darstellen kann (Sánchez-Vizcaíno et al., 2019). In älterer Literatur wird die ASP häufig als hochkontagiöse Tierseuche beschrieben, jedoch kam es bei Ausbrüchen in den letzten Jahre häufig zu einer langsamen Ausbreitung in den Schweinebeständen mit zunächst geringer Anfangsmortalität (Montgomery, 1921; Heinritzi, 2006; Ojševskis et al., 2016; Lamberg et al., 2018; Schulz et al., 2019; Nurmoja et al., 2020). Hochvirulente Isolate führen in naiven Hausschweinepopulationen zu perakuten und akuten Verläufen mit einer Mortalität bis zu 100 % (Sánchez-Vizcaíno et al., 2019). Bei perakuten Verläufen kommt es häufig ohne vorherige Krankheitsanzeichen zum plötzlichen Verenden der Tiere (Beer, 2023). Tiere mit akutem Verlauf können hohes Fieber, ein reduziertes Allgemeinbefinden, Hyperämien, Zyanosen, gastrointestinale und respiratorische Symptome, Konjunktivitis und Bewegungsstörungen zeigen, wobei der Tod innerhalb von sechs bis 13 Tagen eintritt (Beer, 2023). In der pathologischen Untersuchung dieser Tiere sind Splenomegalie, Lungenödeme, hämorrhagische Lymphknoten sowie Petechien in Nieren, Lungen und Blase zu finden (Sánchez-Vizcaíno et al., 2019). Moderat virulente Virusisolate führen meist zu subakuten Verläufen mit niedrigeren Mortalitätsraten (30 bis 70 %), Fieber, Fressunlust und respiratorischen Symptomen (Beer, 2023). Schwach virulente Virusisolate können zu chronischen Verlaufsformen mit unspezifischen Symptomen wie Anorexie, Gewichtsverluste, Atemwegssymptomen und Lahmheiten führen, wobei diese mehrere Monate andauern können und die Mortalität unter 30 % liegt (Beer, 2023). Überleben Schweine eine Infektion mit einem gering oder moderat virulentem Isolat, können sie unter Umständen persistent infiziert bleiben, allerdings deuten Studien darauf hin, dass die Virusausscheidung nur wenige Monate anhält (de Carvalho Ferreira et al., 2012; Petrov et al., 2018).

III. MATERIAL UND METHODEN

1. Zielsetzung

Ziel der vorliegenden Arbeit ist es, die Umsetzung von Biosicherheitsmaßnahmen auf süddeutschen Schweinemastbetrieben im Rahmen einer zufälligen Stichprobe zu erheben. Dazu wurden 26 Betriebe per Zufall ausgewählt und deren Biosicherheit anhand eines Fragebogens vor Ort evaluiert. Zusätzlich wurden pro Betrieb mindestens 100 Mastschweine mittels Kaustricken beprobt. Die gewonnenen Oral Fluid Samples wurden auf die bakteriellen Erreger *L. intracellularis*, *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* untersucht.

Folgende Arbeitshypothesen sollten überprüft werden:

1. Die externe und interne Biosicherheit süddeutscher Schweinemastbetriebe weist Mängel auf.
2. Der Nachweis von *L. intracellularis*-DNA, *B. hyodysenteriae*-DNA und *B. pilosicoli*-DNA lässt Rückschlüsse auf den Status der externen Biosicherheit der Betriebe zu.
3. Es gibt Hinweise, dass süddeutsche Schweinemastbetriebe unzureichend vor dem Eintrag der Afrikanischen Schweinepest geschützt sind.

2. Auswahl der Betriebe

Laut Angaben des Statistischen Bundesamtes gab es zu Beginn der Studie im November 2023 2.940 Schweinemastbetriebe in Bayern und 1.290 in Baden-Württemberg (Statistisches Bundesamt, 2023). Diese Daten wurden als Grundlage für die Verteilung der Studienbetriebe auf die beiden Bundesländer herangezogen und 18 Betriebe aus Bayern und acht aus Baden-Württemberg für die Studie ausgewählt (Abbildung 3). Um eine möglichst unvoreingenommene Auswahl von Betrieben zu gewährleisten, wurden Erzeugergemeinschaften kontaktiert, von denen schließlich neun für das Projekt gewonnen werden konnten. Die Organisationen übermittelten Betriebslisten, wodurch insgesamt 83 potenzielle Studienbetriebe erfasst wurden. Die Betriebe wurden mit fortlaufenden Nummern anonymisiert aufgelistet. Die Auswahl der Studienbetriebe erfolgte mithilfe des Online-Zufallsgenerators www.randomizer.org (Urbaniak und Plous, 2013). Daher kann von einer zufälligen Stichprobe gesprochen werden. Da zwei Betriebe nach der Kontaktaufnahme und Erläuterung des Vorhabens kein Interesse an einer Teilnahme zeigten, wurde eine weitere Auslosung durchgeführt, um zwei Ersatzbetriebe auszuwählen. Die Betriebe wurden im Zeitraum von März bis Juli 2024 besucht.



Abbildung 3: Verteilung der Studienbetriebe (n=26) (Quelle: de.batchgeo.com (BatchGeo LLC, 2025))

3. Evaluierung der Biosicherheit

Bei den Betriebsbesuchen wurde die Biosicherheit anhand eines Fragebogens (Anhang 1) evaluiert, welcher sowohl Aspekte der externen als auch internen Biosicherheit berücksichtigte. Alle Evaluierungen wurden von der studierendurchführenden Person während eines Betriebsbesuches vorgenommen.

3.1. Fragebogen

Grundlage für den verwendeten Fragebogen war der Fragebogen Biocheck.UGent™, der um weitere relevante Fragen ergänzt wurde (Tabelle 1, *kursiv +*) (Universität Gent, 2024). Um die Befragung vor Ort zu erleichtern, wurden die Fragen aus dem Biocheck.UGent™ teilweise umformuliert und in einer anderen Reihenfolge gestellt, ohne dabei die Aussage zu verändern. Der Fragebogen bestand aus Ja-Nein-Fragen, Multiple-Choice-Fragen sowie offenen Fragen. Bei der Einordnung von tiergesundheitslichen Problemen durch den Betriebsleiter oder die Betriebsleiterin wurde ein Score von 1 bis 5 vergeben, wobei 1 für "überhaupt kein Problem" und 5 für "ein großes Problem" stand.

Nachfolgende Tabelle (Tabelle 1) gibt einen Überblick über die im Fragebogen erfassten Biosicherheitsmaßnahmen und Betriebseigenschaften, welche in die Auswertung einfließen. Ein Teil der ergänzten Fragen des Fragebogens (Anhang 1), welcher vor allem allgemeine Angaben zum Betrieb umfassen, wurde in der Auswertung aufgrund lückenhafter Angaben oder fehlender Relevanz hinsichtlich der Fragestellung nicht berücksichtigt. Diese wurden in Tabelle 1 nicht aufgeführt und in Anhang 1 mit einem Stern (*) markiert. Aus Gründen der Übersichtlichkeit orientiert sich die Reihenfolge der Auflistung in Tabelle 1 an den Kategorien und Unterkategorien des Biocheck.UGent™. Die ausführliche Version des verwendeten Fragebogens befindet sich im Anhang 1.

Tabelle 1: Übersicht Fragebogen (Fragen aus dem Biocheck.UGent™ und ergänzte Fragen (*kursiv +*))

ALLGEMEINE ANGABEN	<p>Beschreibung Studienbetriebe und Betriebseigenschaften:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Betriebsform • Anzahl Mastplätze • andere Nutztiere (<i>räumliche Trennung +</i>) • <i>Haltungsform und Entmistung +</i> • <i>Produktionsweise +</i> • <i>Lüftungssystem und Luftfilter +</i> • Alter Stallgebäude • <i>Anzahl mithelfende Familienmitglieder +</i> • Anzahl Mitarbeiter (<i>Vollzeit/ Teilzeit/ Aushilfskräfte +</i>) • Erfahrung Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen • <i>durchschnittliche Tierverluste und Tageszunahmen +</i>
EXTERNE BIOSICHERHEIT	<p>A. Zukauf von Tieren:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Konstanz Ferkelherkunftsbetriebe • <i>Anzahl Ferkelherkunftsbetriebe +</i> • Frequenz Zukauf • <i>Ferkelherkunftsland +</i> • Zustand Transportfahrzeug Anlieferung (Reinigung und Desinfektion) • Hygiene- und Gesundheitsstatus der zugekauften Tiere <p>B. Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle:</p> <ul style="list-style-type: none"> • <i>Art des Transports zum Schlachthof +</i> • Zustand Transportfahrzeug zum Schlachthof (leer, gereinigt und desinfiziert) • Fahrer des Transportfahrzeuges (Betreten des Stallgebäudes, Hygienemaßnahmen) • Verladung (Verladerampe oder Verladebereich (<i>Lokalisation +</i>), Zurücklaufen von Tieren) • Kadaverlagerungsvorrichtung (Vorhandensein, Lokalisation, Dichtigkeit, Kühlung, Reinigung und Desinfektion, Hygiene beim Umgang mit Kadavern) • überbetrieblicher Einsatz Gülleausbringungstechnik (<i>Reinigung und Desinfektion</i>) • <i>Biogasanlage am Betriebsgelände (Schweinegülle) +</i> • Fahrzeugwege Gülleabtransport und Tiertransporte

C. Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten:

- *Zukauf Futtermittel* +
- Fahrer Futterlieferant (Betreten des Stallgebäudes)
- Fahrzeugweg Futterlieferant
- Hygienestatus Futter
- *Futterlagerung und Fütterungssystem* +
- *Wasserherkunft* +
- Überprüfung Wasserqualität
- *Tränketchnik* +
- *Tier-Tränke-Verhältnis* +
- *Wasserhygienisierung* +
- Schleuse/ Hygienemaßnahmen für Werkzeug und Materialien

D. Besucher und Mitarbeiter:

- Anmeldung
- *Dokumentation Personen- und Fahrzeugverkehr* +
- Schweinefreiheit
- *jagdliche Aktivitäten/ Kontakt zu Wildschweinen* +
- *Kontakt zu anderen schweinehaltenden Betrieben* +
- Hygieneschleuse (Vorhandensein, Nutzung (*Beurteilung Plausibilität* +), Schwarz-Weiß-Trennung, *Ausstattung* +)
- Handhygiene
- betriebseigene Schutzkleidung/ Einwegschutzkleidung
- *Trennung Straßen- und Stallkleidung/ Straßen- und Stallschuhe* +
- Vorrichtung Stiefeldesinfektion (Verwendung und Pflege)

E. Schädner, Vögel, Insekten und Haustiere

- Probleme mit Schädnern
- Ordnung Stallumgebung
- baulicher Allgemeinzustand Stall und Durchschlupfmöglichkeiten für Vögel und Schädner
- Gitter vor Zuluftöffnungen
- Insektenbekämpfung
- Schädnerbekämpfungsplan
- *durchführende Person Schädnerbekämpfung* +
- Zutritt von Haustieren in Stallgebäude

F. Betriebsstandort:

- schweinedichte Region
- Entfernung nächster schweinehaltender Betrieb
- *Entfernung nächster Schlachthof/ nächste Sammelstelle* +
- Entfernung nächste Hauptverkehrsstraße mit regelmäßigen Tiertransporten
- Gülleausbringung auf angrenzende Flächen (Umkreis 500 m)
- Wildschweine in Gegend (Umkreis 10 km)
- Umzäunung

G. Krankheitsmanagement:

- regelmäßiges Bestandsmonitoring
- Umgang mit kranken Tieren
- Krankenbucht (*Kontakt, Vorgehen nach Genesung* +)
- Reihenfolge Versorgung gesunde und kranke Tiere
- Verwendung Impfschemata und Behandlungsprotokolle
- Injektionswerkzeug (Wechsel, Hygiene)
- *Einordnung tiergesundheitlicher Probleme im Bestand durch Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen (Kümmern, Durchfall, Husten, Lahmheiten)* +
- *Salmonellenkategorie* +
- *PRRS-Status* +
- *Impfungen und Entwurmung* +

H. Management Maststall:

- Belegung
- Tier-Platz-Verhältnis
- Zusammenstallen von Tieren unterschiedlichen Alters
- *Umgang mit schlechter wachsenden Tieren* +

I. Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung:

- Kleidungs- und Schuhwechsel zwischen Abteilen
- Handhygiene
- Reihenfolge Versorgung Tiere unterschiedlichen Alters
- Geräte und Hilfsmittel (für jede Tierkategorie, Platzierung, Markierungen oder Farben, Reinigung und Desinfektion (Arbeitsanweisung))
- überbetriebliche Nutzung von Geräten oder Hilfsmitteln (*Reinigung und Desinfektion* +)

J. Reinigung und Desinfektion:

- nach jedem Produktionszyklus
- korrekte Durchführung
- Treibwege, *Verladerampe bzw. Verladebereich* +
- Erfolgskontrolle
- Leerstehzeit vor Wiederbelegung

In der Kategorie Besucher und Mitarbeiter wurde die Plausibilität der Nutzung der Hygieneschleuse im Arbeitsalltag von der studierendurchführenden Person subjektiv vor Ort beurteilt. So wurde erhoben, ob sich die Betriebsleiter oder Betriebsleiterinnen am Tag des Betriebsbesuches beispielsweise vor dem Rundgang an einem anderen Ort als der Hygieneschleuse Schutzkleidung angelegt haben. Entstand zudem anhand der Einrichtung und Ausstattung der Eindruck, dass die Hygieneschleuse nur von Besuchern genutzt wurde, so wurde die Nutzung im Alltag als nicht plausibel eingestuft.

3.2. Biocheck.UGent™

Der Biocheck.UGent™ ist ein risikobasiertes Online-Tool (www.biocheck.ugent.be) zur Evaluierung der Biosicherheit, welches von der Universität Gent entwickelt wurde (Laanen et al., 2010; Universität Gent, 2025). Das Tool wurde verwendet, um die Biosicherheit der Studienbetriebe zu quantifizieren und mit nationalen sowie globalen Durchschnittswerten zu vergleichen (Universität Gent, 2024).

Der Biocheck.UGent™ unterteilt die Fragen in die zwei Kategorien „interne“ und „externe“ Biosicherheit, welche jeweils sechs Unterkategorien umfassen (Laanen et al., 2010). In der Kategorie externe Biosicherheit sind dies der Zukauf von Tieren (A); Tiertransporte und Beseitigung von Kadavern und Gülle (B); Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten (C); Besucher und Mitarbeiter (D); Schädlinge und Vögel (E) sowie der Betriebsstandort (F) (Laanen et al., 2010). Die Kategorie interne Biosicherheit umfasst die Unterkategorien Krankheitsmanagement (G); Management Maststall (H); Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung (I) sowie

Reinigung und Desinfektion (J) (Laanen et al., 2010). Da in der Studie nur Schweinemastbetriebe untersucht wurden, wurden die beiden Unterkategorien Flatdeck sowie Abferkel- und Säugeperiode nicht berücksichtigt und die alphabetische Nummerierung in der vorliegenden Arbeit entsprechend angepasst.

Das Scoringsystem des Biocheck.UGent™ verwendet eine mehrstufige Gewichtung, die auf verschiedenen wissenschaftlichen Veröffentlichungen sowie Expertenmeinungen basiert (Laanen et al., 2010; Universität Gent, 2024). Da nicht jede Frage von gleicher Relevanz ist, erhalten die einzelnen Fragen der Unterkategorie verschiedene Gewichtungen, welche jedoch nicht veröffentlicht sind. Dadurch entstehen für jede Unterkategorie Scores von 0 bis 100, wobei ein Score von 100 das Erfüllen aller Biosicherheitsmaßnahmen beschreibt (Laanen et al., 2010). Eine weitere Gewichtung erfolgt bei der Berechnung der Scores für die externe und interne Biosicherheit, wo die Scores der zugehörigen Unterkategorien unterschiedlich gewichtet werden (Laanen et al., 2010). Die Gewichtungsfaktoren der Unterkategorien sind veröffentlicht, beinhalten jedoch auch die Unterkategorien Flatdeck sowie Abferkel- und Säugeperiode. Diese zwei Unterkategorien wurden bei der Berechnung der Scores der Studienbetriebe nicht berücksichtigt, da nur Mastbestände evaluiert wurden. In der Literatur ist jedoch beschrieben, dass sich die Anteile der beiden Kategorien in diesem Fall auf die Unterkategorien Krankheitsmanagement (G); Management Maststall (H); Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung (I) sowie Reinigung und Desinfektion (J) aufteilen, ohne dabei deren Gewichtung zu verändern (Laanen et al., 2010). Diese Berechnung wurde entsprechend durchgeführt und die Werte in Tabelle 2 mit einem Stern (*) markiert. Die Scores für die externe und interne Biosicherheit fließen jeweils zu 50 % in die Gesamtscores der Betriebe ein, wobei ein Score von 100 einen Betrieb mit optimaler Biosicherheit beschreibt (Laanen et al., 2010; Universität Gent, 2024).

Die erhaltenen Scores der Unterkategorien externe und interne Biosicherheit sowie der Gesamtscore können mit den nationalen und internationalen Durchschnittscores verglichen werden (Tabelle 2) (Laanen et al., 2010; Universität Gent, 2024). Zum Zeitpunkt der Auswertung (17.10.2024) waren mithilfe des Biocheck.UGent™ weltweit 25.223 Betriebe evaluiert, 232 Betriebe davon in Deutschland (Universität Gent, 2024). Da weltweit laufend weitere Evaluierungen durchgeführt werden, bleiben die Vergleichswerte nicht konstant. Bei der Auswertung wurden die Vergleichswerte Stand 17.10.2024 herangezogen (Universität Gent, 2024). Vor Kurzem wurde eine aktualisierte Version des Biocheck.UGent™ veröffentlicht, wobei in der vorliegenden Arbeit die alte Version verwendet wurde, da die Evaluierungen zum Zeitpunkt der Veröffentlichung bereits abgeschlossen waren (Universität Gent, 2025).

Um die Teilnahme an der Studie zu honorieren, wurden den Betriebsleitern und Betriebsleiterinnen nach dem Betriebsbesuch zeitnah ein Feedback mit der Auswertung des Biocheck.UGent™ und Verbesserungsvorschlägen zugesandt.

Tabelle 2: nationale und globale Mittelwerte der Scores des Biocheck.UGent™ (Stand 17.10.2024) sowie Gewichtungsfaktoren der Unterkategorien (*berechnet) ((Laanen et al., 2010; Universität Gent, 2024))

Unterkategorien	Gewichtung Unterkategorien in %	nationaler Mittelwert (Punkte)	globaler Mittelwert (Punkte)
EXTERNE BIOSICHERHEIT			
A. Zukauf von Tieren	24	88	88
B. Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle	23	77	79
C. Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten	15	47	47
D. Besucher und Mitarbeiter	17	73	69
E. Schadnager und Vögel	11	74	77
F. Betriebsstandort	10	56	67
		72	73
INTERNE BIOSICHERHEIT			
G. Krankheitsmanagement	13,89*	68	73
H. Management Maststall	19,44*	61	78
I. Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung	38,89*	41	55
J. Reinigung und Desinfektion	27,78*	58	71
		54	66
GESAMTSCORE		64	70

4. Oral Fluid Samples

4.1. Gewinnung

In allen Studienbetrieben wurden OFS von Mastschweinen im Alter von 16 bis 18 Lebenswochen gewonnen. Pro Bestand wurden mindestens 100 Mastschweine beprobt, wobei maximal 25 Tiere mit einem Kaustrick erfasst wurden und die Anzahl an gewonnenen Proben somit je nach Buchtengrößen von vier bis acht variierte.

Für die Gewinnung der Kaustrickproben wurden „Oral Fluid Sample Collection Accessory Kits“ von IDEXX (IDEXX, Scorpius 60 Building F Hoofddorp, 2132 LR, Niederlande) verwendet. Darin enthalten waren jeweils fünf Baumwollstricke, fünf Kabelbinder, fünf Plastiktüten inkl. mittels Gummibänder daran befestigte Probengefäße, fünf Schraubdeckel, Einweghandschuhe sowie eine Beprobungsanleitung. Um eine größere Oberfläche zu schaffen und mehreren Tieren gleichzeitig das Bespielen der Stricke zu ermöglichen, wurden die Baumwollstricke vor der Beprobung aufgedrösel.

Die Kaustricke wurden mithilfe von Kabelbindern oder mittels Knoten freihängend in den Buchten befestigt, sodass sich deren Enden ca. auf Schulterhöhe der Tiere befanden und möglichst viele Tiere Zugang dazu hatten. Bei der Anbringung der Stricke wurde darauf geachtet, dass sich keine Tränken oder andere Einrichtungsgegenstände mit Verletzungspotential in der Nähe befanden. Die Stricke wurden 20 bis 30 Minuten in den Buchten belassen und währenddessen von den Tieren bespielt. In Betrieben mit Stroheinstreu war das Interesse der Schweine im Vergleich zu solchen mit Vollspaltenboden geringer, woraufhin die Stricke doppelt so lange in den Buchten belassen wurden. Nach dem Einsammeln der Stricke wurde die aufgesaugte Probenflüssigkeit mithilfe von Plastiktüten in die daran befestigten Probenröhrchen ausgewrungen. Die Plastiktüten wurden anschließend von den Probenröhrchen gelöst und mit Schraubdeckeln verschlossen. Zur Vermeidung von Kreuzkontaminationen wurden sowohl beim Anbringen als auch beim Einsammeln der Kaustricke Einweghandschuhe getragen und nach jeder Bucht gewechselt.

4.2. Probenverarbeitung und Diagnostik

Die so gewonnenen OFS wurden im Anschluss gekühlt an die Klinik für Schweine der LMU München in Oberschleißheim transportiert und dort weiterverarbeitet. Die Proben wurden zehn Minuten bei 1300 rpm zentrifugiert (Rotanta 460R Zentrifuge, Andreas Hettich® GmbH & Co.KG, Tuttlingen, Deutschland) und der Überstand im Anschluss in Reaktionsgefäße (Eppendorf®Safe-Lock Tubes, Eppendorf AG, Hamburg, Deutschland) pipettiert. Dabei wurden von jeder Probe vier Aliquots mit je 1 ml hergestellt und zudem Pools gebildet. Ein Pool bestand aus maximal fünf Proben, wobei jeweils 0,3 ml Probenmaterial in den Pool überführt wurde. In Summe wurden daher 47 Pools gebildet.

Die Lagerung der Aliquots und Pools erfolgte bei -20 °C in der Klinik für Schweine. Nach Abschluss des letzten Betriebsbesuches wurden die gefrorenen, gepoolten Proben gesammelt und gekühlt an das Labor der Klinik für Schweine der Justus-Liebig-Universität Gießen versandt. Dort wurde mithilfe eines QIAamp Viral Mini Kits (QIAGEN GmbH, Venlo, Niederlande) eine DNA-Extraktion der Proben durchgeführt. Im Anschluss folgte eine Multiplex Real-time PCR zum quantitativen DNA-Nachweis von *L. intracellularis*, *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* nach dem Protokoll von Willems und Reiner (2010).

5. Auswertung

Zur Auswertung des Fragebogens, der Biocheck.UGent™-Scores und der Untersuchungsergebnisse der OFS wurde mit den Programmen Microsoft Excel® 2021 (Office 365, Fa. Microsoft, Redmond, USA), IBM SPSS Statistics® Version 29.0 (Fa. IBM Corporation, Armonk, USA) und OriginPro® Version 2021b SR2 (9,85) (OriginLab Corporation, Northampton, USA) gearbeitet.

Die Fragen des Biocheck.UGent™ wurden in das zugehörige Evaluierungstool eingegeben, das wie in Abschnitt 3.2. beschrieben, die verschiedenen Scores berechnete (Universität Gent, 2024). Die ergänzten Fragen wurden deskriptiv ausgewertet.

Für die grafische Darstellung der erhobenen Daten wurden zum Teil Halfboxplots verwendet. Diese zeigen auf der linken Seite einen halbierten Boxplot mit zentralen Kennzahlen wie dem Median und die Quartile, während auf der rechten Seite die einzelnen Rohdaten dargestellt werden (Held et al., 2013). Der Median wird in der Grafik als eine Linie in der Mitte der Box dargestellt (Held et al., 2013). Das untere Quartil (Q1) wird durch die Unterkante der Box markiert, während das obere Quartil (Q3) durch die Oberkante der Box definiert ist (Held et al., 2013). Der Abstand zwischen der Unter- und Oberkante der Box wird als Interquartilsabstand (IQR) bezeichnet und umfasst die mittleren 50 % der Daten (Held et al., 2013). Die Whisker sind Linien, die von der Box ausgehen und den Bereich der Daten außerhalb des IQR darstellen, jedoch nur bis zu einem Maximum von 1,5-mal dem IQR über Q3 oder unter Q1 reichen (Held et al., 2013). Werte, die außerhalb dieses Bereichs liegen, werden als Ausreißer bezeichnet (Held et al., 2013).

IV. ERGEBNISSE

1. Fragebogen

Im Folgenden werden die Ergebnisse der mittels Fragebogen erhobenen Betriebseigenschaften sowie Biosicherheitsmaßnahmen unterteilt nach externer und interner Biosicherheit aufgeführt.

1.1. Beschreibung Studienbetriebe

Bei 23 der 26 Studienbetriebe (88,5 %) handelte es sich um reine Mastbestände oder die Betriebe hatten der Mast eine Ferkelaufzucht vorgeschaltet (Kombibetriebe). Die restlichen drei Betriebe (11,5 %) waren Teil eines geschlossenen Systems, wobei es am Standort separate VVVO-Nummern für die Produktionsbereiche Ferkelerzeugung und Mast gab und bei der Evaluierung der Biosicherheit nur der Mastbereich berücksichtigt wurde. Die Studienbetriebe hatten zwischen 229 und 2.120 Mastplätze (MW 1.175,4 Mastplätze; SD 484,2) (Abbildung 4).

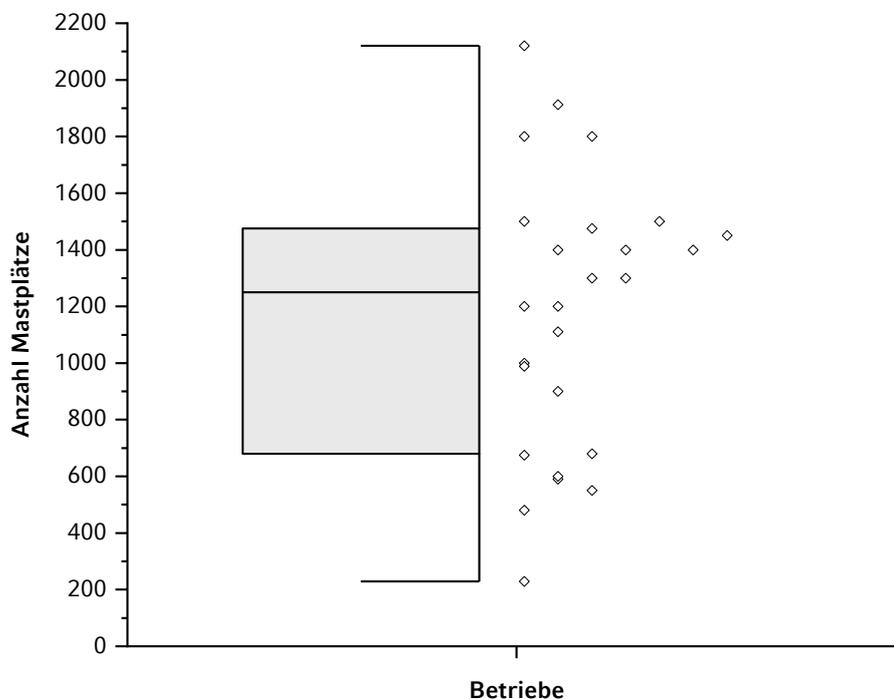


Abbildung 4: Halfboxplot zur Darstellung der Anzahl der Mastplätze der Betriebe (n=26)

Auf sieben Betrieben (26,9 %) wurden räumlich getrennt auch andere Nutztiere gehalten, darunter Rinder (drei Betriebe), Schafe (ein Betrieb) und Geflügel (drei Betriebe).

In 23 Studienbetrieben (88,5 %) wurden die Mastschweine in einem Warmstall mit Unterdrucklüftung auf Vollspaltenboden gehalten. Einer dieser Betriebe wirtschaftete nach ökologischen Richtlinien. Eine Haltung mit Außenklimareizen war in drei Studienbetrieben (11,5 %) vorzufinden. Einer dieser Betriebe hielt die Mastschweine in einem PigPort-Stallsystem mit freier Lüftung und teilperforiertem Boden. Die beiden anderen Betriebe mit Tierkontakt nach außen hielten ihre Mastschweine in einem Stallgebäude mit Unterdrucklüftung und planfestem Boden mit Stroheinstreu bzw. Vollspaltenboden sowie einem Außenbereich mit teilperforiertem Boden bzw. planfestem Boden mit Stroheinstreu. Keiner der 26 Studienbetriebe nutzte einen Luftfilter im Lüftungssystem. Bei 18 Betrieben (69,2 %) wurden in zwei oder mehr Gebäuden Mastschweine gehalten (Abbildung 5). Dabei war die Bauhülle des ältesten Stallgebäudes durchschnittlich 36,7 Jahre alt (SD 17,4; Min 16 Jahre; Max 74 Jahre; MD 32,0). Das Alter der Bauhülle des jüngsten Stallgebäudes lag durchschnittlich bei 15,6 Jahren (SD 5,3; Min 10 Jahre; Max 26 Jahre; MD 14,0 Jahre). Bei den acht Betrieben mit nur einem Stallgebäude mit Mastschweinehaltung war die Bauhülle durchschnittlich 21,9 Jahre alt (SD 14,6; Min 9 Jahre; Max 54 Jahre; MD 16,0 Jahre).

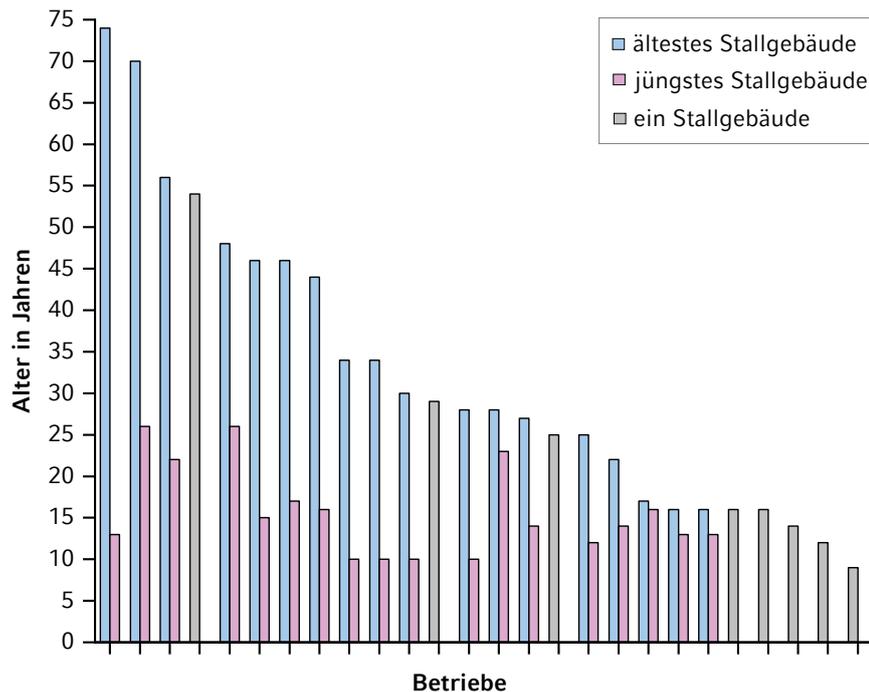


Abbildung 5: Gestapeltes Säulendiagramm zur Darstellung des Alters des jüngsten und ältesten Stallgebäudes, in denen auf den Studienbetrieben (n=26) Mastschweine gehalten wurden, geordnet nach dem Alter des ältesten Stallgebäudes

Bei der Mehrheit der Studienbetriebe handelte es sich um Familienbetriebe, wobei im Durchschnitt zusätzlich zum Betriebsleiter oder der Betriebsleiterin 1,7 Familienmitglieder (SD 1,2; Min 0 Familienmitglieder; Max 4 Familienmitglieder) regelmäßig den Stall betreten. Drei Betriebe (11,5 %) hatten einen Mitarbeiter oder eine Mitarbeiterin in Vollzeit angestellt. Ein Betrieb (3,8 %) hatte drei Vollzeitkräfte beschäftigt, welche neben dem Einsatz in der Außenwirtschaft regelmäßig das Stallgebäude betreten. Zwei weitere Betriebe (7,7 %) beschäftigten ein bzw. zwei Teilzeitkräfte, welche bei Arbeiten im Stall unterstützten. Ein Betrieb (3,8 %) bekam in Arbeitsspitzen Unterstützung von einer Aushilfskraft.

Die Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen, welche hauptverantwortlich für die Biosicherheit am Betrieb zuständig waren, hatten durchschnittlich 20,3 Jahre Erfahrung mit der Haltung von Schweinen (SD 10,0; Min 3 Jahre; Max 40 Jahre) (Abbildung 6).

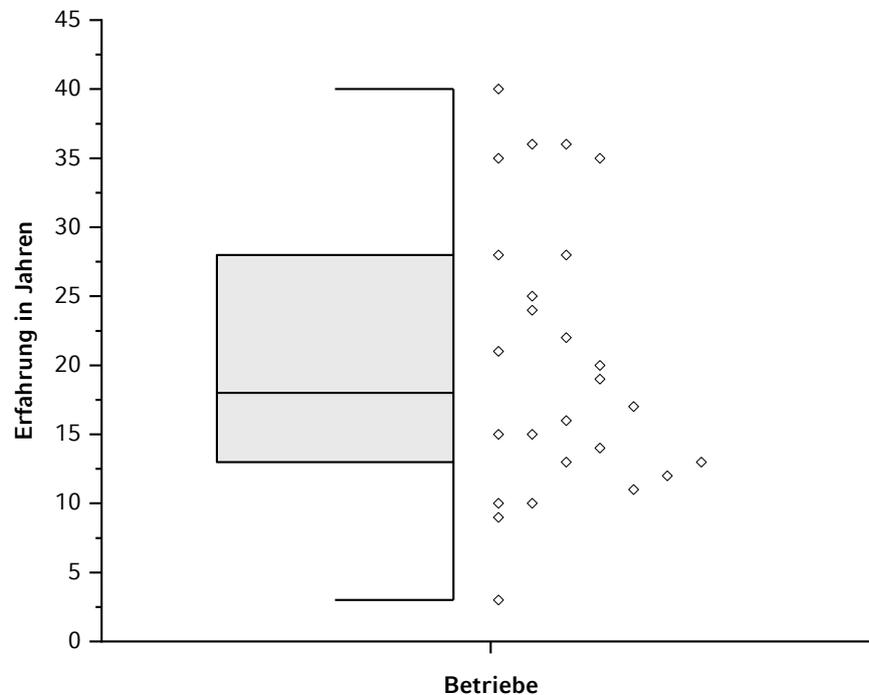


Abbildung 6: Halfboxplot zur Darstellung der Erfahrung der Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen (n=26) in Jahren

Abbildung 7 und Abbildung 8 stellen die Parameter durchschnittliche Tageszunahmen und Verluste während der Mastperiode dar. Im Mittel lagen die Tageszunahmen bei 876,2 g pro Tier und Tag (SD 75,6; Min 730g/ Tag; Max 1.000g/ Tag). Die Tierverluste während der Mastperiode wurden durchschnittlich mit 1,87 % angegeben (SD 0,81; Min 0,70 %; Max 4,00 %).

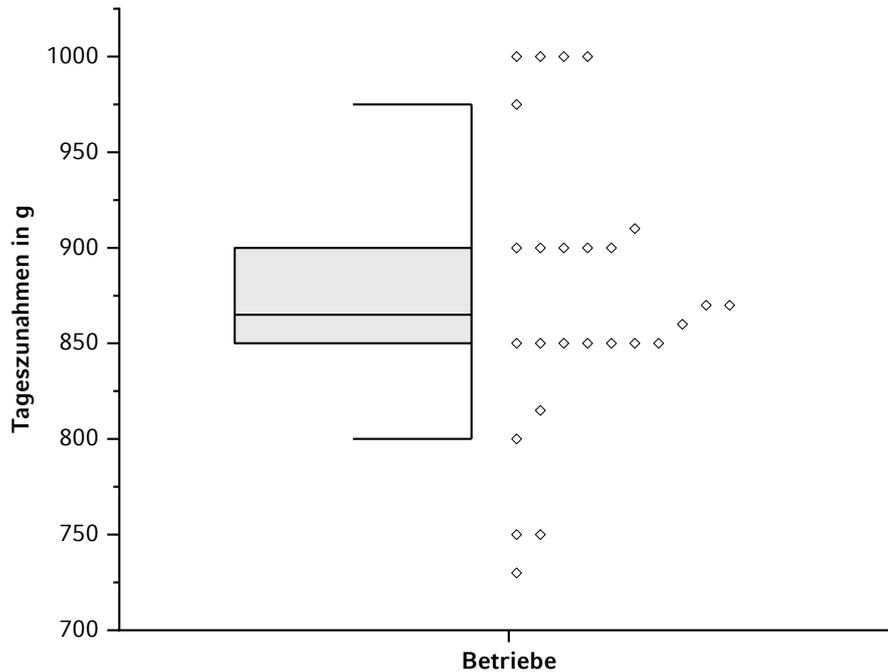


Abbildung 7: Halfboxplot zur Darstellung der durchschnittlichen täglichen Gewichtszunahmen in Gramm der Mastschweine während der Mastperiode in den Betrieben (n=26)

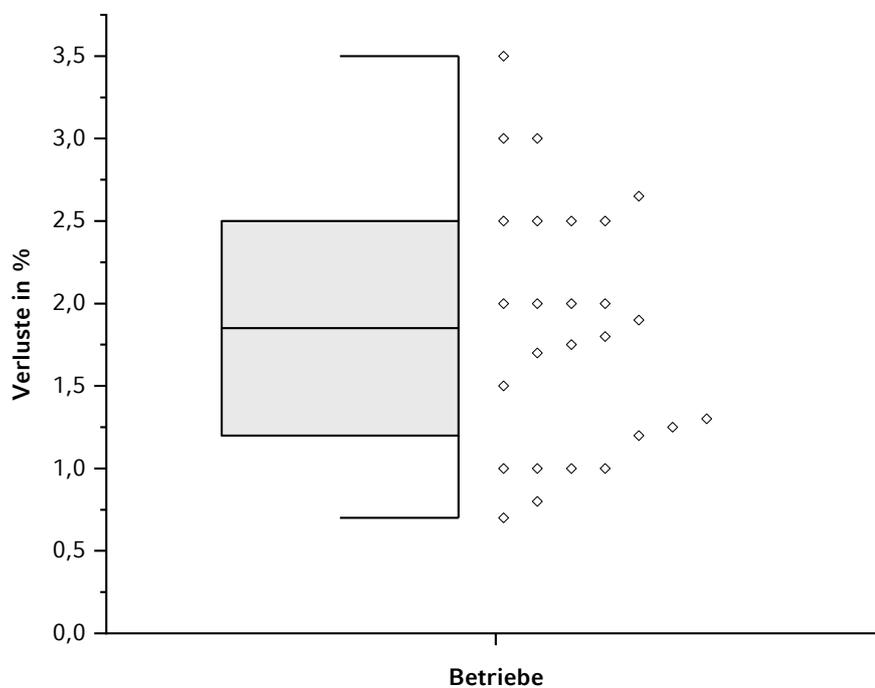


Abbildung 8: Halfboxplot zur Darstellung der durchschnittlichen Verluste während der Mastperiode in Prozent (n=26)

1.2. Externe Biosicherheit

1.2.1. Zukauf von Tieren

Von den 23 Mast- und Kombibetrieben mit Tierzukauf gaben 18 Betriebe (78,3 %) an, in den letzten beiden Jahren konstante Ferkelherkunftsbeziehungen gehabt zu haben, wobei 14 dieser Betriebe die Ferkel aus nur einem Bestand bezogen und vier aus zwei Beständen. Die Frequenz des Zukaufs wird in Abbildung 9 veranschaulicht und variierte zwischen drei und 37 Zukäufen pro Jahr (MW 14,6 Zukäufe/Jahr; SD 8,3). Alle 23 Betriebe mit Ferkelzukauf bezogen Tiere aus Deutschland, wobei ein Betrieb angab, zusätzlich gelegentlich Ferkel aus Dänemark zugekauft zu haben. Das Ferkeltransportfahrzeug wurde laut Angaben der Studienbetriebe bei allen Transporten vor der Verladung gereinigt und desinfiziert. Zudem gaben alle 23 Betriebe mit Ferkelzukauf an, über den Hygiene- und Gesundheitsstatus der Ursprungsbetriebe informiert gewesen zu sein, der im Vergleich zu ihrem eigenen Betrieb gleichwertig oder höher war. Die drei Studienbetriebe mit Ferkelproduktion am eigenen Betriebsstandort waren hinsichtlich der Neueinstellungen in den Mastbereich an einen Ein-, Drei- oder Vier-Wochenrhythmus gebunden. Alle drei Betriebe hatten für Umstellungen in andere Stallgebäude eine fahrbare Vorrichtung, welche laut deren Angaben nicht regelmäßig gereinigt und desinfiziert wurde.

Bei sechs der 26 Betriebe (23,1 %) betrat der Fahrer des Transportfahrzeuges das Stallgebäude, wobei bei einem Betrieb der Zutritt immer über die Hygieneschleuse erfolgte und betriebseigene Schutzkleidung getragen werden musste. Von den 26 Studienbetrieben verfügten 21 (80,8 %) über eine Verladerampe oder einen Verladebereich, wobei sich elf davon (52,4 %) im Schwarzbereich befanden. Der Rest trieb die Schweine direkt vom Stall oder Zentralgang auf das Transportfahrzeug. Das Zurücklaufen von Schweinen, die sich bereits am Transportfahrzeug befanden, war laut Angaben der Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen in fünf Betrieben (19,2 %) möglich.

Alle 26 Studienbetriebe hatten eine Kadaverlagerungsvorrichtung, wobei 20 davon (76,9 %) auf der unreinen Seite lokalisiert waren. Bei 16 der Betriebe (61,5 %) war zudem eine Entleerung von einer öffentlichen Straße aus möglich, ohne das Betriebsgelände zu befahren. Bei 24 Betrieben (92,3 %) war die Kadaverlagerungsvorrichtung dicht. Ein Betrieb (3,8 %) hatte die Möglichkeit, die Kadaver bis zur Abholung zu kühlen. Die Reinigung und Desinfektion der Vorrichtung erfolgte in acht (30,8 %) der Betriebe nach jeder Entleerung. In 24 der Betriebe (92,3 %) wurden beim Umgang mit Kadavern immer Handschuhe getragen oder die Hände im Anschluss gereinigt und desinfiziert, wohingegen ein Betrieb keine dieser Maßnahmen ergriff und einer nur manchmal.

Bei 15 Studienbetrieben (57,7 %) erfolgte der Gülleabtransport über die unreine Seite des Betriebsgeländes. Von den 16 Betrieben (61,5 %), welche die Gülleausbringungstechnik überbetrieblich einsetzten, gaben zwei an, diese zwischen den Einsätzen auf den verschiedenen Betrieben gereinigt zu haben. Eine Desinfektion führte kein Betrieb durch. Vier Betriebe (15,4 %) hatten eine Biogasanlage am Betriebsgelände, wobei in einer auch Schweinegülle von anderen Betrieben verwertet wurde.

1.2.3. Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten

Alle Betriebe gaben an, Futtermittel zugekauft zu haben. Bei 16 Betrieben (61,5 %) war es möglich, Futtermittel anzuliefern oder Futtersilos zu befüllen, ohne dass der Futtermittellieferant den Weißbereich befahren oder betreten musste. Bei keinem Betrieb betrat der Futtermittellieferant das Stallgebäude. Ein Studienbetrieb (3,8 %) gab an, dass der Futtermittelhersteller spezielle Verfahren wie beispielsweise eine Hitzeanwendung durchführte, um das Futter hygienisch einwandfrei herzustellen. 23 der Betriebe (88,5 %) hatten dazu keine Informationen und ein Betrieb (3,8 %) berichtete, dass keine Verfahren angewendet wurden.

Alle Studienbetriebe gewährleisteten eine wildschweinsichere Lagerung von Futter und Einstreu. In 16 Betrieben (61,5 %) wurde Getreide ausschließlich in geschlossenen Silos gelagert. In neun Betrieben (34,6 %) erfolgte die Getreidelagerung zum Teil in geschlossenen Silos und zum Teil in Flachlagern. Ein Betrieb (3,8 %) lagerte die Getreidevorräte ausschließlich in Flachlagern. Die Mineralfutterlagerung erfolgte in 18 Betrieben (69,2 %) ausschließlich in Bigbags oder Säcken. Weitere sechs Betriebe (23,1 %) gaben an, das Mineralfutter in geschlossenen Silos zu lagern. Ein Betrieb (3,8 %) lagerte das Mineralfutter sowohl in geschlossenen Silos als auch in Bigbags oder Säcken, während ein anderer Betrieb (3,8 %) das Mineralfutter in Flachlagern sowie in Bigbags oder Säcken aufbewahrte. Insgesamt gaben elf Betriebe (42,3 %) an, keine Reinigung der Futterlager und -silos durchgeführt zu haben. 18 Studienbetriebe (69,2 %) fütterten ihre Tiere mit einer Flüssigfütterung, während bei den anderen acht Betrieben (30,8 %) Breiautomaten zum Einsatz kamen.

Mehr als die Hälfte der Studienbetriebe (14 Betriebe; 53,8 %) bezog Wasser aus einer öffentlichen Wasserversorgung, während zwölf Betriebe (46,2 %) einen eigenen Brunnen hatten. Mit Ausnahme von einem Betrieb ließen alle Studienbetriebe (96,2 %) jährlich mikrobiologische Wasseruntersuchungen durchführen. Jedoch erfolgte die Beprobung an unterschiedlichen Probenentnahmestellen (Tabelle 3).

Tabelle 3: Entnahmeorte der Wasserproben zur mindestens einmal jährlichen mikrobiologischen Wasseruntersuchung

Probenentnahmeorte	Anzahl Betriebe (n=26)	Anteil Betriebe (n=26)
keine Untersuchung	1	3,8 %
Brunnen bzw. Hauptzuleitung des öffentlichen Anschlusses	6	23,1 %
Hauptzufluss zum Stall	2	7,7 %
(letzte) Tränke im Stall	2	7,7 %
Brunnen bzw. Hauptzuleitung des öffentlichen Anschlusses + (letzte) Tränke im Stall	9	34,6 %
Brunnen bzw. Hauptzuleitung des öffentlichen Anschlusses + Hauptzufluss zum Stall	2	7,7 %
Hauptzufluss zum Stall + (letzte) Tränke im Stall	4	15,4 %

Die Wasserversorgung der Tiere erfolgte in allen Betrieben mittels Zapfentränken, wobei diese in zwei Betrieben (7,7 %) durch Beckentränken ergänzt wurden. Das Tier-Tränke-Verhältnis variierte zwischen drei und zwölf Tiere pro Tränke (MW 7,6 Tiere/ Tränke; SD 2,9) und wird in Abbildung 10 dargestellt. Eine Hygienisierung des Wassers wurde in sieben Studienbetrieben (26,9 %) durchgeführt, wobei fünf dieser Betriebe ein chlorhaltiges Präparat und zwei Betriebe Wasserstoffperoxid einsetzten.

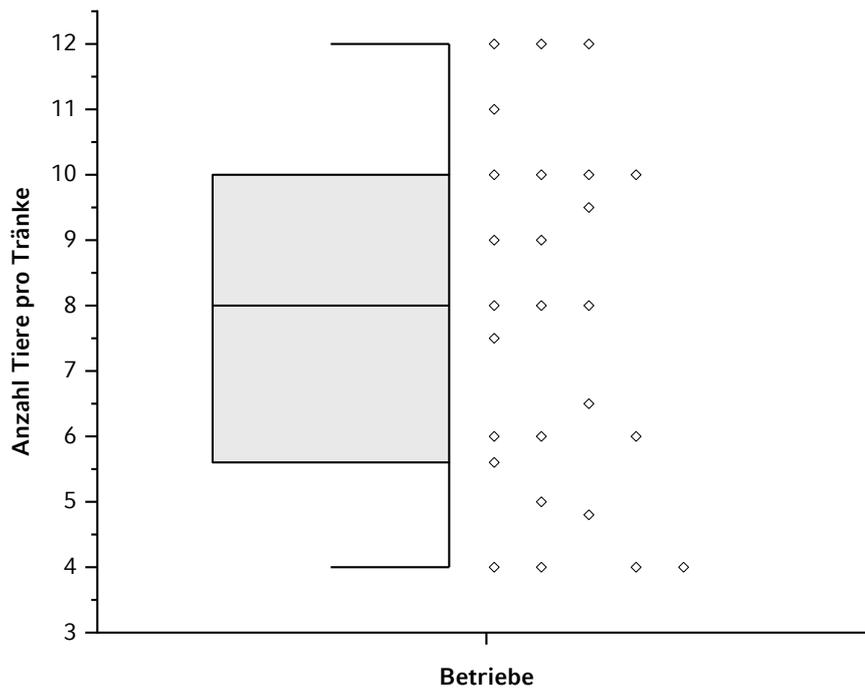


Abbildung 10: Halfboxplot zur Darstellung des Tier-Tränke-Verhältnisses in den Betrieben (n=26)

Keiner der 26 Studienbetriebe hatte eine spezielle Schleuse mit Möglichkeiten zur Reinigung und Desinfektion von Werkzeug und Material, welches in den Stall gebracht wurde, eingerichtet. Lediglich ein Betrieb (3,8 %) gab an, vor der Verbringung von Werkzeug und Material in das Stallgebäude Hygienemaßnahmen ergriffen zu haben.

1.2.4. Besucher und Mitarbeiter

Alle 26 Betriebe gaben an, dass unbefugte Personen vom Betriebsgelände ferngehalten wurden und sich Besucher vor dem Betreten der Stallungen anmelden mussten. Zehn der Betriebe (38,5 %) dokumentierten den Personen- und Fahrzeugverkehr in einem Besucherbuch oder einer Besucherliste. In zwei Betrieben (7,7 %) wurde von den Besuchern Schweinefreiheit gefordert, wobei diese in einem Fall zwölf Stunden und im anderen Fall 24 Stunden betrug. Vier Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen (15,4 %) gaben an, dass sie oder andere im Stall beschäftigte Personen regelmäßig andere schweinehaltende Betriebe betreten.

Zwei Betriebe (7,7 %) gaben an, dass im Stall beschäftigte Personen in ihrer Freizeit jagdlich aktiv waren oder Kontakt mit Wildschweinen hatten. In einem dieser Betriebe wurde anschließend für 48 Stunden der Kontakt zu Schweinen vermieden.

Von den 26 Studienbetrieben hatten 23 (88,5 %) eine Hygieneschleuse und gaben an, dass diese von allen Besuchern und Mitarbeitern genutzt wurde. Bei sieben dieser Betriebe (30,4 %) erschien die routinemäßige Nutzung der Einrichtung als nicht plausibel. Bei elf der Studienbetriebe mit Hygieneschleuse (47,8 %) konnte der Stallbereich nur über diese betreten werden. Eine Unterteilung in einen Schwarz- und Weißbereich konnte in neun der Hygieneschleusen (39,1 %) vorgefunden werden, wobei in 22 (95,7 %) ein Waschbecken und in zwölf (52,2 %) eine Dusche vorhanden war. In keinem der Betriebe mussten die Hände vor dem Betreten des Stalles gewaschen und desinfiziert werden. In 18 der Studienbetriebe (69,2 %) war das Tragen von betriebseigener, sauberer Schutzkleidung und Schuhwerk erforderlich. In den restlichen acht Betrieben (30,8 %) wurde Einwegschutzkleidung verwendet, wobei sechs dieser Betriebe betriebseigene Stiefel zur Verfügung stellten und in zwei Betrieben Überziehschuhe verwendet werden mussten. In 18 der 23 Betriebe mit Hygieneschleuse (78,3 %) wurden Straßenkleidung und -schuhe berührungsfrei von Stallkleidung und -schuhen aufbewahrt. Acht der Studienbetriebe (30,8 %) hatten eine Desinfektionswanne am Stalleingang positioniert, wobei diese bei sechs Betrieben auch verwendet wurde und bei vier Betrieben die Desinfektionslösung regelmäßig und bei sichtbarer Verschmutzung gewechselt wurde.

1.2.5. Schadnager, Vögel, Insekten und Haustiere

Von einem Problem mit Schadnagern am Betrieb berichteten sechs Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen (23,1 %). Bei 19 Studienbetrieben (73,1 %) war die Stallumgebung befestigt sowie frei von Müll, Baumaterialien und Unkraut. Bei acht der Bestände (30,8 %) bot die Bauhülle Durchschlupfmöglichkeiten für Wildvögel und Schadnager. In 14 Betrieben (53,8 %) waren Gitter vor den Zuluftöffnungen montiert. In allen 26 Beständen wurde eine Schadnagerbekämpfung von den Betriebsleitern und Betriebsleiterinnen durchgeführt und dies in einem Schadnagerbekämpfungsplan dokumentiert. Eine regelmäßige Insektenbekämpfung wurde in 18 der Studienbetriebe (69,2 %) durchgeführt. Bei acht Betrieben (30,8 %) hatten Haustiere Zutritt zu den Stallungen.

1.2.6. Betriebsstandort

Laut den Angaben der Studienbetriebe befanden sich zwölf (46,2 %) in einer schweinedichten Region, wobei eine Region von durchschnittlich über 300 Schweinen pro km² gemäß den Kriterien des Biocheck.UGentTM als schweinedicht eingestuft wurde. Die Entfernungen zum nächsten schweinehaltenden Betrieb, zur nächsten Hauptverkehrsstraße mit regelmäßigen Tiertransporten und zum nächsten Schlachthof mit Schweinschlachtung oder zur nächsten Sammelstelle werden in Tabelle 4 zusammengefasst.

Bei zehn Betrieben (38,5 %) wurde Schweinegülle oder Geflügelkot von anderen Betrieben auf Feldern im Umkreis von 500 m ausgebracht. 19 der Studienbetriebe (73,1 %) gaben an, dass es im Umkreis von zehn Kilometern um den Betriebsstandort Wildschweine gab, wobei sechs dieser Betriebe (31,6 %) keine Umzäunung am Betriebsgelände installiert hatten. Insgesamt verfügten neun Studienbetriebe (34,6 %) über keine Umzäunung.

Tabelle 4: Entfernungen (Luftlinie in km) zum nächsten schweinehaltenden Betrieb, zum nächsten Schlachthof mit Schweineschlachtung oder zur nächsten Sammelstelle für Schweine und zur nächsten Hauptverkehrsstraße mit regelmäßigen Tiertransporten

Ort	Entfernungen in km				
	MW	SD	Min	Max	MD
schweinehaltender Betrieb	2,8	3,8	0,4	20,0	2,0
Schlachthof/ Sammelstelle	27,0	17,4	3,0	80,0	25,0
Hauptverkehrsstraße mit regelmäßigen Tiertransporten	2,2	2,8	0,1	13,0	1,0

1.3. Interne Biosicherheit

1.3.1. Krankheitsmanagement

Von den 26 Studienbetrieben gaben zwölf (46,2 %) an, mindestens einmal jährlich zusätzlich zu den klinischen Untersuchungen der Schweine laut Tierschutznutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV, 2021) und auch ohne offensichtliche Probleme ein Bestandsmonitoring zur Feststellung des Gesundheitsstatus in Zusammenarbeit mit der bestandsbetreuenden Tierarztpraxis durchgeführt zu haben, bei dem beispielsweise Schlachthofergebnisse ausgewertet und Probenmaterialien untersucht wurden.

In 22 Betrieben (84,6 %) wurden kümmerer und kranke Tiere immer von gesunden Tieren getrennt und in eine Krankenbucht separiert, wohingegen die restlichen vier Betriebe (15,4 %) diese Maßnahme nur manchmal ergriffen. Bei 17 Betrieben (65,4 %) befand sich die Krankenbucht in einem Raum, in dem auch gesunde Tiere untergebracht waren. Sechs Betriebe (23,1 %) gaben an, dass es vorkam, dass Tiere aus der Krankenbucht wieder in die Gruppe integriert wurden. In

16 Betrieben (61,5 %) erfolgte die Versorgung und Behandlung kranker Tiere erst nach der Versorgung der gesunden Tiere, wohingegen zehn Betriebe (38,5 %) keine bestimmte Reihenfolge beachteten. Alle 26 Betriebe gaben an, sowohl ein festes Impfschema befolgt zu haben, als auch bei der Behandlung von kranken Tieren nach einem festen Behandlungsprotokoll vorgegangen zu sein.

Die Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen wurden gebeten, das Auftreten verschiedener Krankheitssymptome auf einer Skala von 1 bis 5 zu bewerten, wobei 1 für "überhaupt kein Problem" und 5 für "ein großes Problem" stand (Abbildung 11).

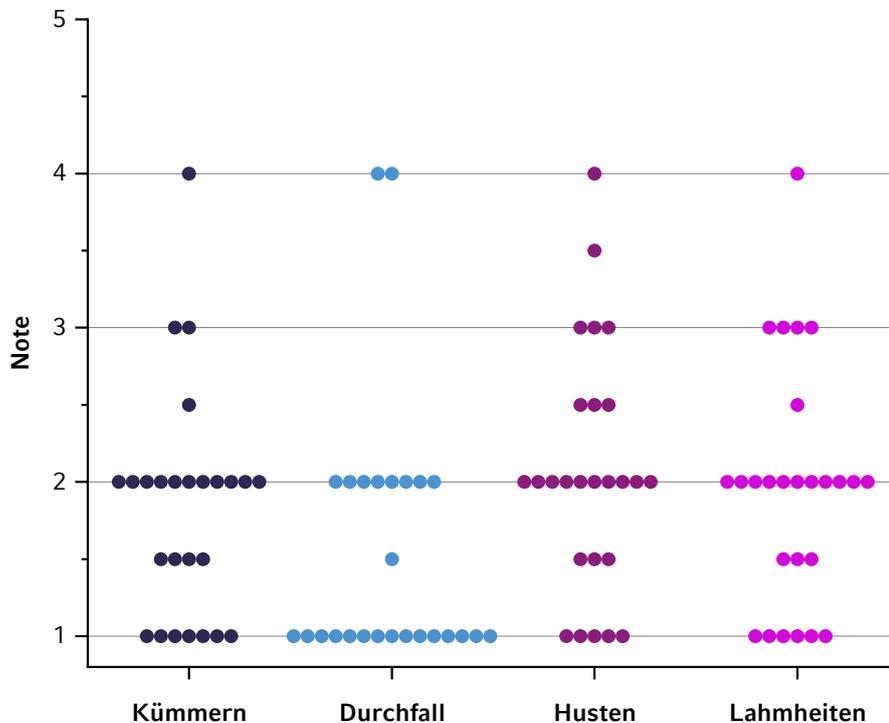


Abbildung 11: Einordnung der tiergesundheitlichen Probleme in den Beständen (n=26) durch die Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen auf einer Skala von 1 bis 5 (1= überhaupt kein Problem; 5= großes Problem)

Laut der Einstufung nach Schweine-Salmonellen-Verordnung (SchwSalmoV, 2007) befanden sich 24 Betriebe (92,3 %) in der Salmonellenkategorie I (niedriger Status) und zwei Betriebe (7,7 %) in der Kategorie II (mittlerer Status). 20 Studienbetriebe (76,9 %) bezogen PRRS-geimpfte Ferkel aus PRRS-positiven Beständen. Vier Betriebe (15,4 %) gaben an, dass ihr Betrieb und die Ferkelherkunftsbetriebe PRRS-negativ oder unverdächtig waren und zwei Betriebe (7,7 %) konnten zum Zeitpunkt der Befragung dazu keine Angaben machen. Alle Ferkel waren gegen das porcine Circovirus 2 (PCV2) und *M. hyopneumoniae* geimpft. 14 der Studienbetriebe (53,8 %) führten eine *L. intracellularis*-Schutzimpfung durch oder kauften bereits geimpfte Ferkel zu. Dabei wurde in zehn Fällen ein Lebendimpfstoff und in vier Fällen ein Totimpfstoff eingesetzt. Kein Studienbetrieb hielt zum Zeitpunkt des Bestandsbesuches Tiere, die gegen *Actionbacillus pleuropneumoniae* (APP), IAV, *Glaesserella parasuis* (*G. parasuis*) oder *Streptococcus suis* (*Strep. suis*) geimpft wurden. Insgesamt führten 17 Studienbetriebe (65,4 %) eine Entwurmung der Tiere durch. Davon entwurmten 14 Betriebe (82,4 %) einmalig, ein Betrieb (5,9 %) zweimalig und zwei Betriebe (11,8 %) dreimalig pro Mastdurchgang.

1.3.3. Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung

In drei Betrieben (11,5 %) wurden Kleidung und Schuhwerk konsequent zwischen den Abteilen bzw. Altersgruppen gewechselt, zwei Betriebe (7,7 %) wechselten zumindest ihre Stiefel oder reinigten bzw. desinfizierten diese. In einem Betrieb (3,8 %) erfolgte gelegentliches Händewaschen und -desinfizieren zwischen den Abteilen bzw. Altersgruppen, während in den übrigen Betrieben keine Handhygiene durchgeführt wurde. In sieben der Studienbetriebe (26,9 %) wurden die Tiere in der Reihenfolge von jung nach alt versorgt. In drei der Betriebe (11,5 %) standen für jede Altersgruppe eigene Treibbretter, Geräte und ähnliche Hilfsmittel zur Verfügung, wobei ein Betrieb eine farbliche Kennzeichnung dieser Gegenstände nutzte, um Verwechslungen zu vermeiden. Zwar verfügte keiner der 26 Studienbetriebe über eine Arbeitsanweisung zur Reinigung und Desinfektion von Geräten und Hilfsmitteln, jedoch gaben 17 Betriebe (65,4 %) an, dass diese aus leicht zu reinigendem und zu desinfizierbarem Material bestanden und die Reinigung und Desinfektion regelmäßig entweder nach jeder Verwendung oder nach jedem Produktionszyklus erfolgte. Keiner der Studienbetriebe verwendete Geräte oder Hilfsmittel im Stall, die auch in anderen Betrieben eingesetzt wurden.

Elf der Studienbetriebe (42,3 %) verwendeten für die Applikation von Medikamenten oder Impfstoffen für jede Altersgruppe eigene Spritzen und Kanülen. Ein Wechsel der Kanüle erfolgte durchschnittlich nach 18,5 Tieren (SD 20,2; Min 1,0 Tier; Max 80,0 Tiere).

1.3.4. Reinigung und Desinfektion

Von den 26 Studienbetrieben führten 18 (69,2 %) nach jedem Produktionszyklus eine laut eigenen Angaben ordnungsgemäße Reinigung und Desinfektion der Stallungen durch. Sechs Betriebe (23,1 %) beschränkten sich lediglich auf eine Reinigung. Ein Betrieb (3,8 %) mit einem PigPort-Stallsystem gab an, die Reinigung und Desinfektion nur bei geeigneten Außentemperaturen durchgeführt zu haben. Ein Betrieb (3,8 %) ergriff keine dieser Maßnahmen.

Darüber hinaus reinigten und desinfizierten 14 Studienbetriebe (53,8 %) die Treibwege nach jedem Umtrieb und jeder Ausstellung, zehn (38,5 %) taten dies nur gelegentlich und zwei (7,7 %) führten eine Reinigung ohne anschließende Desinfektion durch. Von den 21 Studienbetrieben mit einer Verloaderampe oder einem Verladebereich reinigten und desinfizierten 14 Betriebe (66,7 %) diese Orte nach jedem Verladen, wohingegen ein Betrieb (4,8 %) eine Reinigung durchführte und sechs Betriebe (28,6 %) keine dieser Maßnahmen ergriffen.

In vier Betrieben (15,4 %) wurde der Erfolg der Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen gelegentlich durch Hygienetests überprüft. Mit Ausnahme eines Betriebes berücksichtigten alle Studienbetriebe (96,2 %) eine Leerstehzeit vor der Wiederbelegung, wobei diese in 21 dieser Betriebe (84,0 %) abteilweise, in zwei Betrieben (8,0 %) buchtenweise und in zwei Betrieben (8,0 %) stallweise umgesetzt wurde. Die durchschnittlich Leerstehzeit lag im Mittel bei 6,6 Tagen (SD 6,1; Min 0,0 Tage; Max 28,0 Tage; MD 5,3) (Abbildung 13).

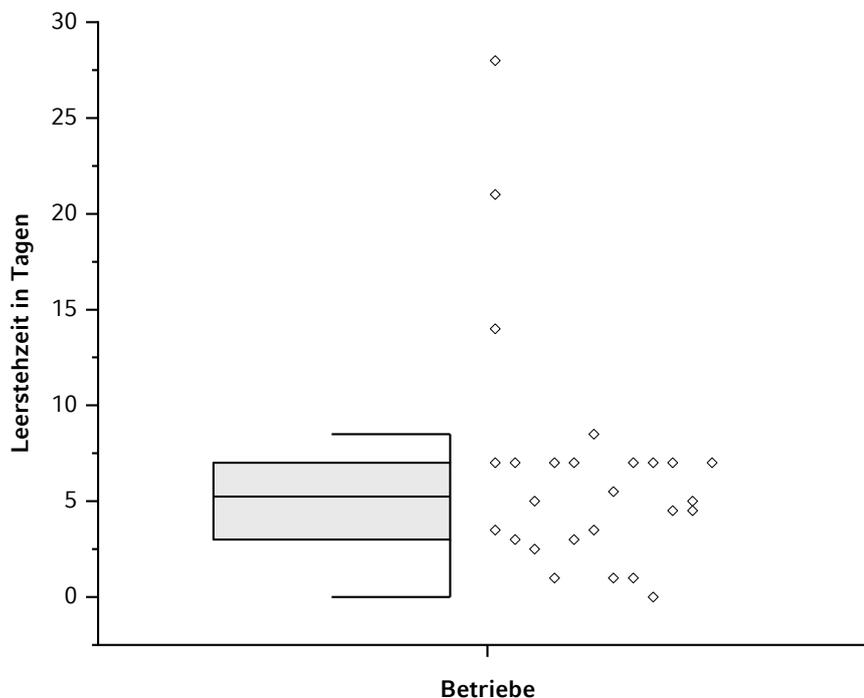


Abbildung 13: Halfboxplot zur Darstellung der Leerstehzeiten der Buchten in Tagen vor der Wiederbelegung (n=26)

2. Biocheck.UGent™

Die Auswertung anhand des Online-Tools Biocheck.UGent™ ergab für die externe Biosicherheit der Betriebe Scores zwischen 62 und 81 Punkten, wobei der Mittelwert bei 71 Punkten lag. Die Scores für die interne Biosicherheit der Betriebe bewegten sich zwischen 26 und 71 Punkten, wobei der Durchschnitt bei 51 Punkten lag. Betrachtet man den Gesamtscore, variierte dieser innerhalb der Studienbetriebe zwischen 47 und 72 Punkten und lag im Mittel bei 61 Punkten. Die Scores für die externe und interne Biosicherheit sowie der Gesamtscore des Biocheck.UGent™ sind in Abbildung 14 dargestellt.

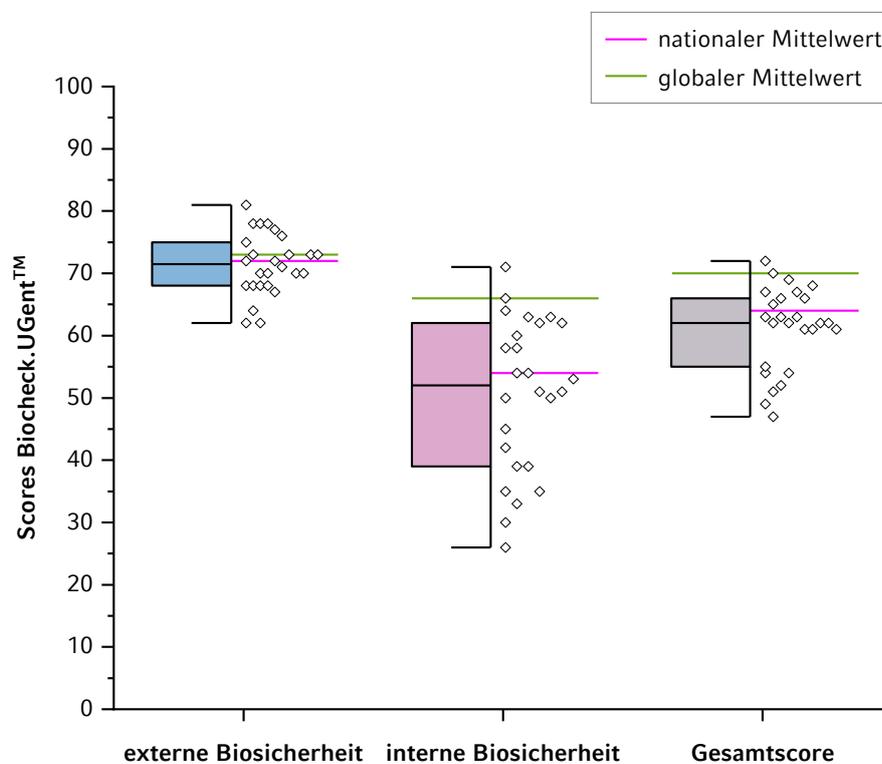


Abbildung 14: Halfboxplot zur Darstellung der Scores der Kategorien externe und interne Biosicherheit sowie den Gesamtscore des Biocheck.UGent™ der Betriebe (n=26) sowie nationale und globale Mittelwerte

Abbildung 15 und Abbildung 16 stellen die Scores der Unterkategorien der Kategorien externe und interne Biosicherheit dar und ermöglichen einen Vergleich mit den nationalen und globalen Durchschnittswerten, welche in Tabelle 2 aufgeführt sind.

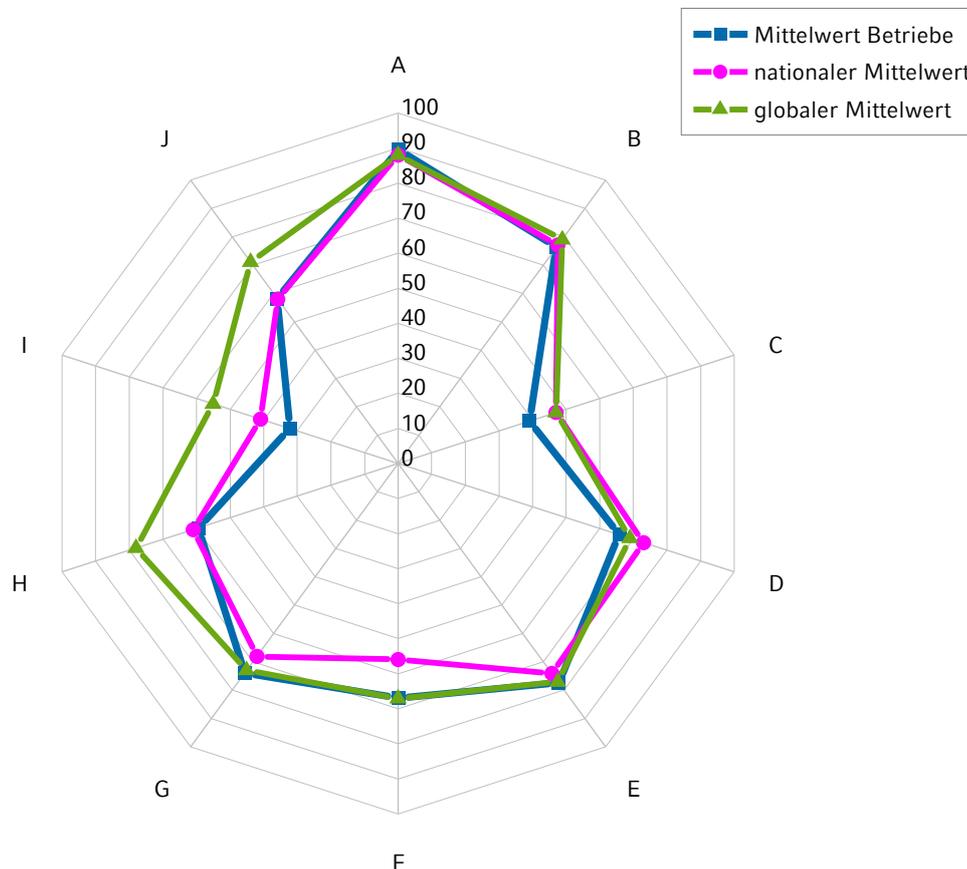


Abbildung 15: Spinnendiagramm zur Gegenüberstellung der Durchschnittsscores der Unterkategorien (A= Zukauf von Tieren; B= Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle; C= Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten; D= Besucher und Mitarbeiter; E= Schadinager und Vögel; F= Betriebsstandort; G= Krankheitsmanagement; H= Management Maststall; I= Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung; J= Reinigung und Desinfektion) der Betriebe (n=26) und den nationalen und globalen Mittelwerten des Biocheck.UGent™

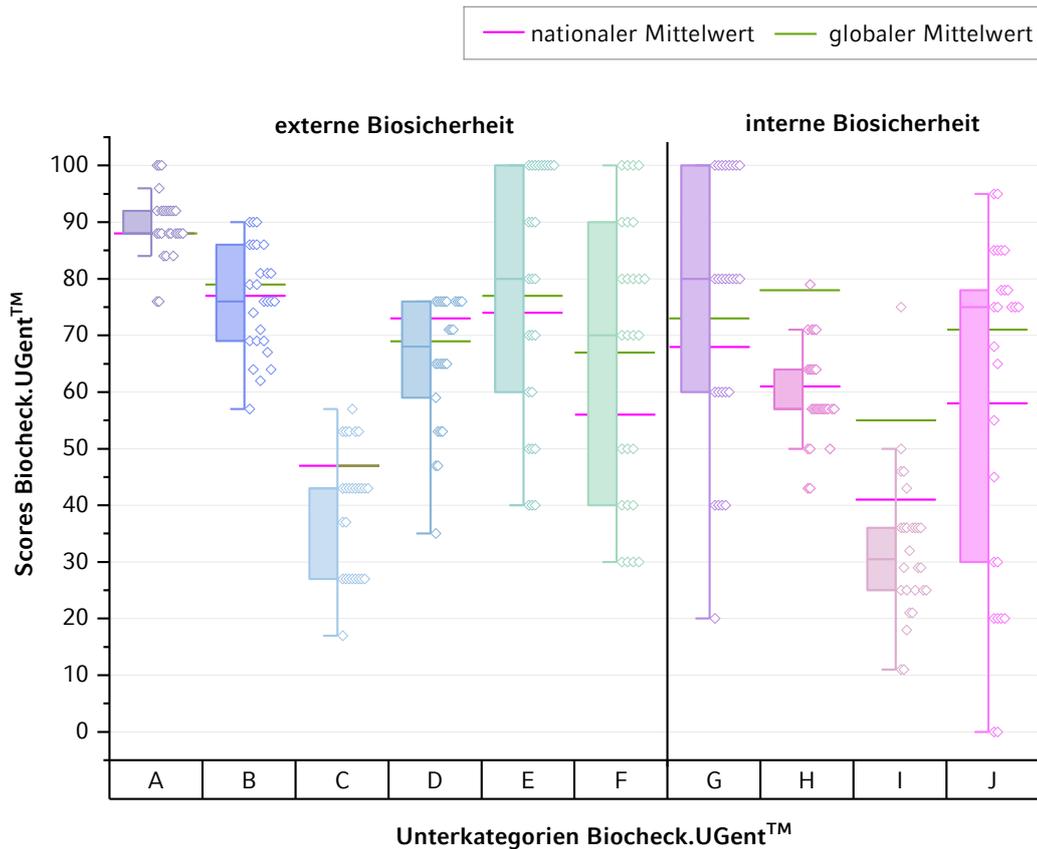


Abbildung 16: Halfboxplots der Scores (0-100) der Unterkategorien (A= Zukauf von Tieren; B= Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle; C= Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten; D= Besucher und Mitarbeiter; E= Schadnager und Vögel; F= Betriebsstandort; G= Krankheitsmanagement; H= Management Maststall; I= Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung; J= Reinigung und Desinfektion) des Biocheck.UGent™ der Studienbetriebe (n=26)

3. Oral Fluid Samples

In keiner der 47 Poolproben konnte mittels Multiplex Realtime-PCR nach Willems und Reiner (2010) DNA von *B. hyodysenteriae* oder *B. pilosicoli* detektiert werden. In Probenmaterial von vier der 26 Betriebe wurden *L. intracellularis*-DNA nachgewiesen. In Abhängigkeit von der Buchtengröße wurden von zwei dieser Betriebe (11.7 und 12.13) fünf Kastrickproben gewonnen und somit nur ein Pool gebildet, wohingegen von einem Betrieb (12.7) acht Proben und von einem Betrieb (12.9) sechs Proben gewonnen wurden und daher jeweils zwei Pools gebildet wurden. Bei einem der vier beschriebenen Betriebe (12.9) konnte nur in einem der beiden Pools *L. intracellularis*-DNA nachgewiesen werden. In Tabelle 5 sind die Ergebnisse der PCR aufgeführt.

Tabelle 5: Betriebe mit Nachweis von *L. intracellularis*-DNA in OFS

Betrieb	Pool	Ct-Wert	Erreger pro ml
11.7	1/1	35,7	6,21x10 ³
12.7	1/2	36,3	4,12x10 ³
	2/2	37,4	2,04x10 ³
12.9	1/2	37,2	2,34x10 ³
	2/2	*n.d.	*n.d.
12.13	1/1	34,4	1,52x10 ⁴

*n.d.: nicht detektierbar

Die Prävalenz von *L. intracellularis* in den Studienbetrieben lag bei 15,4 % (4/26). Es war kein Rückschluss von einem *L. intracellularis*-DNA-Nachweis zu den Scores der Kategorie externe Biosicherheit des Biocheck.UGent™ möglich (Abbildung 17).

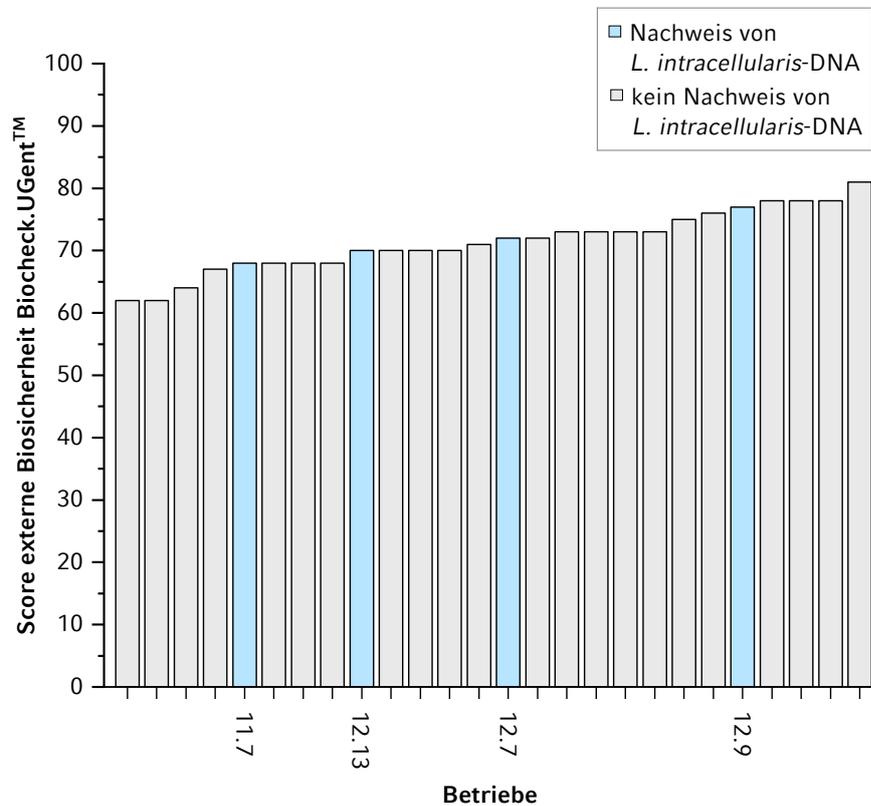


Abbildung 17: Säulendiagramm zur Darstellung der Scores (aufsteigend geordnet) der Kategorie externe Biosicherheit des Biocheck.UGent™ der Betriebe (n=26) unter Einbeziehung des Nachweises von *L. intracellularis*-DNA in OFS

V. DISKUSSION

Die Gesunderhaltung von Schweinebeständen durch präventive Maßnahmen sollte neben Tierschutz und Lebensmittelsicherheit ein wichtiges Ziel in der Zusammenarbeit zwischen Tierärzten und Tierärztinnen und schweinehaltenden Betrieben sein. Dabei kommt der konsequenten Umsetzung und Verbesserung von Biosicherheitsmaßnahmen neben beispielsweise der Implementierung von Impfstrategien und der Optimierung von Genetik, Haltung und Fütterung eine zentrale Bedeutung zu (Neumann und Hall, 2019). Die konsequente Umsetzung von Biosicherheitsmaßnahmen dient nicht nur dem Schutz des Bestandes vor dem Eintrag von Infektionserregern, sondern minimiert auch deren Ausbreitung innerhalb des Bestandes (Laanen et al., 2010). Dies kann zu mehr Tiergesundheit und Tierwohl, einem reduzierten Antibiotikaverbrauch sowie zu einer Ressourcenschonung und höheren Wirtschaftlichkeit der Betriebe beitragen (Laanen et al., 2013; Stygar et al., 2020; Yun et al., 2021). Auch im Hinblick auf die drohende Ausbreitung der ASP wird die Relevanz der Biosicherheit schweinehaltender Betriebe weiter unterstrichen (Klein et al., 2023).

Angesichts der zentralen Bedeutung der Biosicherheit schweinehaltender Betriebe zielt die vorliegende Arbeit darauf ab, die Biosicherheit süddeutscher Schweinemastbetriebe zu evaluieren. Dazu wurden die Umsetzung von Biosicherheitsmaßnahmen einer Zufallsstichprobe von Schweinemastbetrieben in Bayern und Baden-Württemberg erhoben. Da Faktoren wie Haltungssysteme und Betriebsgrößen nicht in die Auswahl einbezogen wurden, kann die Studie nicht als repräsentativ betrachtet werden. Dennoch wurden die 26 untersuchten Betriebe zufällig aus 83 potenziellen Studienbetrieben ausgewählt. Außerdem erfolgte der Einschluss in die Studie auf freiwilliger Basis, wobei lediglich zwei Betriebe nach der ersten Auslosung die Teilnahme ablehnten. Die Evaluierungen wurden stets vor Ort mithilfe eines standardisierten Fragebogens durch die studierendurchführende Person und nicht nur mittels Selbstauskunft durchgeführt. Daher kann dennoch angenommen

werden, dass die Ergebnisse der vorliegenden Studie die Umsetzung der Biosicherheitsmaßnahmen in süddeutschen Schweinemastbetrieben widerspiegeln. Im Anschluss an die Evaluierung wurde den Betriebsleitern und Betriebsleiterinnen schriftliche Rückmeldungen mit der Auswertung des Biocheck.UGent™ und praxisorientierten Vorschlägen zur Optimierung zugesandt (Universität Gent, 2024).

Als Basis der Biosicherheitsevaluierung wurden die Fragen des Biocheck.UGent™ verwendet, welche durch zusätzliche Fragen ergänzt wurden (Universität Gent, 2024). Der Biocheck.UGent™ wurde bereits in zahlreichen wissenschaftlichen Studien verwendet (Laanen et al., 2013; Postma et al., 2016; Filippitzi et al., 2018; Chantziaras et al., 2020). Da nicht alle Biosicherheitsmaßnahmen von gleicher Bedeutung sind, berücksichtigt das Online-Tool in der Auswertung eine Gewichtung der Biosicherheitsmaßnahmen nach ihrer Relevanz, die auf wissenschaftlichen Publikationen und Expertenmeinungen basiert (Universität Gent, 2024). Zudem bietet der Biocheck.UGent™ die Möglichkeit eines Vergleiches der Ergebnisse auf nationaler sowie globaler Ebene (Universität Gent, 2024). Es muss berücksichtigt werden, dass die Vergleichswerte möglicherweise etwas verzerrt sein könnten. So ist anzunehmen, dass in Ländern wie Deutschland, in welchen der Biocheck.UGent™ auf freiwilliger Basis genutzt wird, vor allem Betriebe mit einem besonderen Interesse an der Umsetzung von Biosicherheitsmaßnahmen und somit einer tendenziell besser implementierten Biosicherheit bereit sind, den Fragebogen eigenständig auszufüllen. Im Gegensatz dazu könnten Betriebe mit größeren Schwächen in der Biosicherheit weniger geneigt sein, auf das Instrument zurückzugreifen. Außerdem ist der Biocheck.UGent™ in Ländern wie Belgien, Finnland, Irland und Italien Teil eines verpflichtenden nationalen Biosicherheitsprogrammes (Makovska et al., 2024). Obwohl dies zu einer umfangreicheren Datenerhebung führt, könnte es gleichzeitig die Gefahr bergen, dass einige Betriebe Fragen nicht immer realistisch beantworten, um eine bessere Bewertung zu erhalten.

Nach Abschluss des praktischen Teils der vorliegenden Studie wurde eine neue Version des Biocheck.UGent™ veröffentlicht, wobei in dieser Arbeit noch mit der alten Version gearbeitet wurde (Universität Gent, 2024, 2025). In der vorliegenden Untersuchung wurden zusätzliche Fragen ergänzt, da bestimmte Aspekte aus Sicht der studierendurchführenden Person in der alten Version des Biocheck.UGent™ nicht ausreichend abgedeckt wurden. Bei der Betrachtung der aktualisierten Version des Biocheck.UGent™ fiel auf, dass einige dieser ergänzten Fragen nun Bestandteil des Online-Tools sind (Universität Gent, 2025). So wird nun beispielsweise die Einteilung des Betriebsgeländes in Schwarz- und Weißbereiche, der Futtermittelzukauf, die durchführende Person der Schädnerbekämpfung sowie die Verpflichtung zum Duschen vor Betreten des Stallgebäudes abgefragt (Universität Gent, 2025). Weitere ergänzte Fragen, welche jedoch nicht Bestandteil dieser Arbeit waren, betreffen beispielsweise die Überprüfung der Umzäunung, Schuhhygiene bei der Kadaverbeseitigung und die Reinigung von Wasserleitungen (Universität Gent, 2025). Zudem wurde die Gewichtung der Unterkategorien angepasst (Universität Gent, 2025).

In der vorliegenden Studie lagen die Betriebe bei der Auswertung des Biocheck.UGent™ sowohl im Gesamtscore als auch in den Scores der Kategorien interne und externe Biosicherheit nahe an den nationalen Durchschnittswerten (Universität Gent, 2024). Im globalen Vergleich zeigte sich eine Schwäche der süddeutschen Schweinemastbetriebe in der Kategorie interne Biosicherheit, wodurch beeinflusst auch der Gesamtscore mit 61 Punkten unter dem globalen Gesamtscore von 70 Punkten lag (Universität Gent, 2024). So zeigte sich, dass die externe Biosicherheit in den Studienbetrieben besser implementiert war als die interne Biosicherheit. Auch Postma et al. (2016) und Filippitzi et al. (2018) kamen in ihren Untersuchungen zu diesem Ergebnis. Mögliche Erklärungen hierfür könnten sein, dass es den Betrieben schwerer fällt, ihre täglichen Arbeitsroutinen zu ändern, als den Betrieb nach außen hin abzusichern. Zudem könnten Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen beispielsweise durch das aktuelle ASP-Seuchengeschehen ein stärkeres

Bewusstsein für externe Biosicherheitsrisiken haben. Um aufzuzeigen, wo die Schwächen in der Biosicherheit der Studienbetriebe lagen, wird im Folgenden auf die erhobenen Biosicherheitsmaßnahmen, unterteilt in externe und interne Biosicherheitsfaktoren, im Einzelnen eingegangen. Dabei werden sowohl die Ergebnisse der ergänzten Fragen als auch die des Biocheck.UGent™ betrachtet.

1. Externe Biosicherheit

Die externe Biosicherheit umfasst Maßnahmen, Vorkehrungen und Vorschriften, die darauf abzielen, die Einschleppung von Krankheitserregern in den Tierbestand zu verhindern (Laanen et al., 2010).

1.1. Zukauf von Tieren

Der Kontakt zwischen infizierten und empfänglichen Schweinen ist der effektivste Weg der Erregerübertragung, wodurch der Zukauf von Tieren einen kritischen Punkt in der Biosicherheit schweinehaltender Betriebe darstellt (Stiebritz, 2017; Filippitzi et al., 2018). Der Großteil der 23 Studienbetriebe mit Ferkelzukauf berichtete von ein bis zwei gleichbleibenden Ferkelherkunftsbeziehungen und einem damit einhergehenden einheitlichem Gesundheits- und Impfstatus der zugekauften Tiere. Im Gegensatz dazu ist das Biosicherheitsrisiko für die fünf Betrieben mit wechselnden Ferkelherkünften (21,7 %) höher einzustufen. So fanden Gray et al. (2021) beispielsweise einen Zusammenhang zwischen dem Ferkelbezug aus einem Herkunftsbetrieb und einer geringeren Häufigkeit pathologischer Lungenbefunde am Schlachthof. Übereinstimmend dazu konnten Lo Fo Wong et al. (2004) zeigen, dass der Zukauf von Schweinen aus mehr als drei Herkunftsbetrieben mit einer dreimal höheren Wahrscheinlichkeit verbunden ist, seropositiv auf *Salmonella spp.* getestet zu werden. Betrachtet man die hohe Anzahl von Ferkelzukaufen der süddeutschen Betriebe pro Jahr (MW 14,6 Zukäufe/ Jahr; SD 8,3), kann diese vermutlich mit den überwiegend konstanten Ferkelherkünften in Verbindung gebracht werden. So erfolgte die Organisation der Studienbetriebe mithilfe von Erzeugergemeinschaften, wodurch der Großteil der

Studienbetriebe Ferkel aus dem süddeutschen Raum bezog. Als positiv zu bewerten ist auch, dass alle Studienbetriebe angaben, über den Gesundheits- und Hygienestatus der Tiere Bescheid gewusst zu haben und dieser gleichwertig oder höher als der des eigenen Betriebs war. Zwar ist kritisch anzumerken, dass es sich überwiegend um mündliche Aussagen handelte und nur vereinzelt Gesundheitszertifikate oder ähnliche Nachweise vorlagen, jedoch ist durch die größtenteils gleichbleibenden Ferkelherkünfte von einer guten Kommunikation zwischen Ferkelerzeuger und Mastschweinehalter auszugehen. Zudem berichteten einige Betriebe von der Betreuung der beiden Produktionsstufen durch die gleiche Tierarztpraxis. Mit dem Zukauf von Tieren geht auch immer der Kontakt mit Tiertransportfahrzeugen einher. Alle Betriebe mit Ferkelzukauf berichteten von stets gereinigten und desinfizierten Ferkeltransportfahrzeugen, wodurch das Risiko einer Verschleppung von Infektionserregern durch die Fahrzeuge reduziert wurde (Dee et al., 2004). Andere mit der Ferkelanlieferung in Verbindung stehende Biosicherheitsrisiken werden im nächsten Abschnitt (1.2.) gemeinsam mit denen des Transports zum Schlachthof abgehandelt.

Zusammenfassend war der Zukauf von Tieren eine deutliche Stärke der Studienbetriebe. Die Auswertung des Biocheck.UGentTM unterstreicht dies. So erreichten die Studienbetriebe Scores zwischen 76 und 100 Punkten, wobei der Mittelwert mit 90 Punkten über dem nationalen und globalen Durchschnitt von jeweils 88 Punkten lag (Universität Gent, 2024).

1.2. Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle

Epidemiologische Studien zeigten, dass kontaminierte Tiertransportfahrzeuge eine Rolle in der Einschleppung verschiedener Infektionserreger wie *APP*, *M. hyopneumoniae*, *B. hyodysenteriae* und *Salmonella spp.* spielen können (Fussing et al., 1998; Rajkowski et al., 1998; Hege et al., 2002; Zeeh et al., 2020). Übereinstimmend dazu vermuteten Li et al. (2020), dass ein kontaminiertes Tiertransportfahrzeug für den ASP-Eintrag in einen Schweinebestand verantwortlich war, wodurch die Relevanz von Tiertransporten in der Biosicherheit schweinehaltender Betriebe weiter verdeutlicht wird.

Annähernd die Hälfte der Studienbetriebe (46,2 %) berichtete, dass ihre Schlachtschweine durch einen Sammeltransport zum Schlachthof gebracht wurden und das Transportfahrzeug bei Ankunft bereits Schweine aus anderen Betrieben geladen hatte. Zwar gaben alle Studienbetriebe an, dass die Transportfahrzeuge vor der ersten Verladung gereinigt und desinfiziert wurden, jedoch stellen die betriebsfremden Schweine im Fahrzeug und somit in unmittelbare Stallnähe ein großes Biosicherheitsrisiko dar (Dewulf et al., 2019). Dies war in der vorliegenden Untersuchung zwar vielen Betriebsleitern und Betriebsleiterinnen bewusst, jedoch sind besonders kleinere Betriebe mit geringeren Liefermengen häufig auf Sammeltransporte angewiesen. Durch die Schließung zahlreicher kleinerer Schlachthöfe entstehen längere Transportwege, bei denen aus wirtschaftlichen Gründen eine maximale Auslastung der Fahrzeuge angestrebt wird (Deutscher Bundestag, 2024). Verladerampen oder befestigte Verladebereiche schaffen Distanz zwischen dem Stallgebäude und den Tiertransportfahrzeugen, wodurch der Großteil der Studienbetriebe (80,8 %) einen solchen Bereich eingerichtet hatte. Diese Vorrichtungen verhindern zudem, dass Tiere wieder in den Stall zurücklaufen können, nachdem sie bereits mit dem potenziell kontaminierten Fahrzeug in Kontakt kamen. Die Positionierung der Verladerampe oder des Verladebereichs im Schwarzbereich dient dazu, das von Tiertransportfahrzeugen ausgehende Biosicherheitsrisiko zu verringern, wurde jedoch nur in 52,4 % der Betriebe mit solchen Vorrichtungen berücksichtigt. Jedoch wurde unabhängig vom Vorhandensein einer Verladerampe oder eines Verladebereichs bei zwölf der 26 Studienbetriebe (46,2 %) während der Anlieferung oder Abholung von Tieren der Weißbereich des Betriebsgeländes befahren, was beispielsweise aufgrund einer möglichen Kontamination der Fahrzeugreifen als Biosicherheitsrisiko einzustufen ist (Weber und Meemken, 2018). Neben dem Tiertransportfahrzeug stellt auch der Fahrer oder die Fahrerin dessen ein Biosicherheitsrisiko dar (Dewulf et al., 2019). Da diese sowohl mit Schweinen aus unterschiedlichen Betrieben als auch mit Schlachthöfen in Kontakt kommen, muss davon ausgegangen werden, dass deren Kleidung, Schuhe und Körperteile mit

Infektionserregern kontaminiert sind (Weber und Meemken, 2018). In einem Studienbetrieb (3,8 %) betrat der Fahrer oder die Fahrerin den Stallbereich zumindest mit betriebseigener Schutzkleidung und -schuhen. In fünf Betrieben (19,2 %) wurde jedoch der Stallbereich ohne jegliche Hygienemaßnahmen von den Fahrern und Fahrerinnen betreten. Dieses Vorgehen birgt ein Biosicherheitsrisiko für die Bestände (Dewulf et al., 2019).

Neben Tiertransporten haben auch der Umgang mit Kadavern sowie deren Lagerung und Abholung große Relevanz in der Biosicherheit schweinehaltender Betriebe (Neumann und Hall, 2019). Hierbei besteht die Gefahr, dass Infektionskrankheiten zum Verenden der Tiere führten bzw. Grund für eine Nottötung waren und durch Umgang mit den Tierkörpern Infektionserreger verbreitet werden (Neumann und Hall, 2019). Der Großteil der Studienbetriebe (92,3 %) lagerte Kadaver in Vorrichtungen, welche den Vorgaben der SchHaltHygV (2017) entsprachen. Jedoch waren bei zwei Betrieben die Vorrichtungen undicht, sodass sowohl Flüssigkeiten austreten konnten als auch Schadnager und Wildtiere Zugang zu den Kadavern hatten, wodurch ein Risiko der Verbreitung von Infektionserregern bestand. Positiv hervorzuheben ist, dass in 24 der Studienbetriebe (92,3 %) während der Verbringung von toten Tieren Handschuhe getragen oder die Hände danach gewaschen und desinfiziert wurden, wodurch das Risiko einer Erregerverschleppung durch Hände deutlich reduziert wurde (Lo Fo Wong et al., 2004). Idealerweise sollten nach dem Umgang mit Kadavern weitere Hygienemaßnahmen wie eine Reinigung und Desinfektion der Stiefel sowie ein Wechsel der Kleidung durchgeführt werden, jedoch wurde dies in der vorliegenden Untersuchung nicht abgefragt. Die Reinigung und Desinfektion der Kadaverlagerungsvorrichtungen nach jeder Entleerung, welche auch durch die SchHaltHygV (2017) vorgeschrieben ist, wurde in vielen Betrieben (69,2 %) vernachlässigt. Neben dem Umgang mit Kadavern und der Lagerung birgt auch die Abholung ein erhebliches Biosicherheitsrisiko (Preis et al., 2022). So ist angesichts der Vielzahl an täglichen Abholungen auf verschiedenen Betrieben davon auszugehen, dass sowohl die Fahrzeuge selbst als auch

das transportierte tierische Material potenziell kontagiös sind. Preis et al. (2022) zeigten, dass die Abholung von Kadavern durch Fahrzeuge von Tierkörperbeseitigungsanlagen einen Risikofaktor für den Antikörpernachweis gegen das Senecavirus A in US-Betrieben war. Um das von den Fahrzeugen ausgehende Risiko einzudämmen, ist die Lokalisation der Kadaverlagerungsvorrichtung ein wichtiger Faktor. So sollte sich der Kadaverlagerungsplatz möglichst weit vom Stall entfernt im Schwarzbereich befinden sowie gut von einer öffentlichen Straße aus erreichbar sein, damit das unmittelbare Betriebsgelände bei der Abholung nicht befahren werden muss (SchHaltHygV, 2017; Dewulf et al., 2019). Nathues et al. (2018) zeigten, dass eine größere Entfernung zwischen Stallgebäude und Kadaverlagerungsplatz mit einer geringeren Wahrscheinlichkeit für PRRSV-Instabilität in Ferkelerzeugerbetrieben verbunden war. Auch Rose und Madec (2002) stellten fest, dass das Befahren des Weißbereiches durch Kadaverabholungsfahrzeuge das Risiko mehr als zwei Krankheitsausbrüche mit Atemwegssymptomen pro Jahr zu verzeichnen, erhöhte. In der vorliegenden Untersuchung lagen jedoch annähernd ein Viertel der Kadaverlagerungsvorrichtungen (23,1 %) im Weißbereich. Zudem war in zehn Betrieben (38,5 %) keine Entleerung von einer öffentlichen Straße aus möglich. Dies verdeutlicht, dass die Lokalisation des Kadaverlagerungsplatzes auf einem Teil der Betriebe ein erhebliches Risiko für einen Erregereintrag darstellte. Eine mögliche Erklärung für die aus Sicht der Biosicherheit ungünstigen Platzierungen könnten die gewachsenen Betriebsstrukturen und die räumliche Nähe zu Nachbarn einiger Studienbetriebe sein, welche die Wahl des Standorts vermutlich einschränkten. Gekühlte Kadaverlagersysteme können den Vorteil haben, die Anzahl der Abholungen zu verringern, die Geruchsbelästigung zu minimieren und besser abzudichten (Dewulf et al., 2019). Diese Möglichkeit hatte jedoch in der vorliegenden Untersuchung nur ein Studienbetrieb (3,8 %).

Auch im Zusammenhang mit der Gülleausbringung ist die Gestaltung der Fahrzeugwege auf dem Betriebsgelände von großer Bedeutung (Alarcón et al., 2021). So sollten Geräte und Fahrzeuge der Außenwirtschaft, wie etwa die Gülleausbringungstechnik, den Weißbereich möglichst meiden,

da wie bei den Kadaverabholungsfahrzeugen die Fahrzeugreifen mit Infektionserregern kontaminiert sein können (Alarcón et al., 2021). Sofern die Struktur des Betriebs dies zulässt, sollte das Befüllen von Güllefässern daher ausschließlich im Schwarzbereich erfolgen. Jedoch wurde dies in elf der Studienbetriebe (42,3 %) nicht beachtet und während der Gülleausbringung der Weißbereich des Betriebsgeländes befahren. Besonders bei überbetrieblichem Einsatz von Gülleausbringungstechnik ist das ausschließliche Befahren des Schwarzbereiches von größter Bedeutung. Zahlreiche Infektionserreger wie beispielsweise *B. hyodysenteriae*, *B. pilosicoli*, *Salmonella spp.* aber auch das ASPV können sich lange in Exkrementen halten und insbesondere mit diesen Geräten von einem Betrieb zum nächsten verbreitet werden (Boye et al., 2001; Griffith et al., 2019; Sánchez-Vizcaíno et al., 2019). 16 der Studienbetriebe (61,5 %) gaben an, dass die am Betrieb verwendete Gülleausbringungstechnik auf weiteren schweinehaltenden Betrieben eingesetzt wurde. Aufgrund der hohen Anschaffungskosten für diese Geräte scheint der überbetriebliche Einsatz aus betriebswirtschaftlicher Sicht zwar vorteilhaft, jedoch stellt er, sofern keine Hygienemaßnahmen getroffen werden, ein Biosicherheitsrisiko dar. Lediglich zwei der 16 Betriebe gaben an, die Güllefässer und das Zubehör zwischen den Einsätzen gereinigt zu haben, kein Betrieb führte eine Desinfektion durch. Während der Beantwortung dieser Frage argumentierten viele Landwirte damit, dass die Reinigung und Desinfektion der Geräte sehr aufwendig und in den Ackerbauarbeitsspitzen nur schwierig umsetzbar sind. So entstand der Eindruck, dass die Gülleausbringungstechnik als Biosicherheitsrisiko häufig unterschätzt wurde.

In der risikobasierten Auswertung des Biocheck.UGent™ lagen die Studienbetriebe in der Kategorie Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle mit 76 Punkten im Mittel nahe an den nationalen und globalen Durchschnittswerten mit 77 bzw. 79 Punkten (Universität Gent, 2024). Die Sammeltransporte zum Schlachthof, die Fahrzeugwege sowie die Lokalisation der Kadaverlagerungsvorrichtungen und deren Reinigung und Desinfektion stellten Schwachstellen dar. Zudem wurde das von der überbetrieblichen Nutzung von Gülleausbringungstechnik ausgehende Biosicherheitsrisiko häufig unterschätzt und ist als hoch einzustufen.

1.3. Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten

Da alle Betriebe angaben, Futterkomponenten zugekauft zu haben, müssen neben den bereits genannten Fahrzeugwegen von Tiertransportfahrzeugen, Kadaverabholungsfahrzeugen und der Gülleausbringungstechnik auch die Fahrzeugwege der Futtermittellieferanten berücksichtigt werden. Da diese meist mehrere Betriebe am Tag beliefern, besteht auch hier wieder die Gefahr einer Kontamination des Fahrzeuges und insbesondere der Fahrzeugreifen, wodurch diese möglichst nur den Schwarzbereich befahren sollten (Bottoms et al., 2015). Bei zehn Studienbetriebe (38,5 %) wurde dies allerdings nicht beachtet und während der Anlieferung von Futtermitteln bzw. dem Befüllen von Futtersilos der Weißbereich des Betriebsgeländes befahren. Positiv anzumerken ist jedoch, dass in keinem Betrieb der Stallbereich durch Fahrer oder Fahrerinnen betreten wurde und somit das Risiko eines unmittelbaren Erregereintrages durch deren Kleidung und Schuhe nicht bestand. Allerdings muss berücksichtigt werden, dass auch Futtermittel an sich ein gewisses Biosicherheitsrisiko bergen, beispielsweise durch die Kontamination mit *Salmonella spp.* (Wierup und Häggblom, 2010; Ge et al., 2013; Ricke, 2019). Nur ein Betrieb gab an, dass der Futtermittelhersteller spezielle Verfahren hinsichtlich der Futtermittelhygiene anwendete und unter anderem eine Salmonellenfreiheit garantierte, während der Großteil der Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen keine Angaben zum Hygienestatus des zugekauften Futters machen konnte. In den letzten Jahren wurde

vermehrt das Risiko eines Eintrags des ASPV über kontaminiertes Getreide untersucht, da Ackerflächen durch ASP-positive Wildschweine potenziell kontaminiert sein können (Fischer et al., 2020b; Blome et al., 2024). Dabei zeigte sich, dass kühle Temperaturen die Überlebensdauer des Virus erheblich verlängerten, während bei höheren Temperaturen, welche sich den Temperaturen während der Erntezeiten annäherten, das Virus nur wenige Stunden bis Tage infektiös blieb (Fischer et al., 2020b; Blome et al., 2024). Da Getreide üblicherweise erst frühestens vier Wochen nach der Ernte verfüttert wird, dürfte das durch die Verfütterung von Getreide ausgehende Risiko vermutlich gering sein. Sollte jedoch ein Zugang von Wildschweinen zum Futterlager bestehen, wäre eine Kontamination nach der Ernte nicht auszuschließen. Allerdings wurde in allen Betrieben sowohl das Futter als auch die Einstreu wildschweinsicher gelagert. Im Hinblick auf die mögliche Kontamination mit *Salmonella spp.* während der Lagerung sollte zudem Vögel und Schädlinge keinen Zugang zu den Futtermitteln haben. In zehn Betrieben (38,5 %) wurden Futtermittel in Flachlagern gelagert, wodurch die Futtermittel im Vergleich zu geschlossenen Silos weniger vor einem Zugang dieser Tiere und somit einer Kontamination geschützt waren (Schulze-Horsel, 2023).

Auch die Wasserversorgung kann ein gewisses Biosicherheitsrisiko bergen, da auch dieses mikrobiell kontaminiert sein kann (Dewulf et al., 2019; Olkowski, 2019). Während Trinkwasser für den menschlichen Gebrauch den Vorgaben der Trinkwasserverordnung unterliegt und die Qualität gesetzlich vorgeschrieben jährlich untersucht werden muss, gibt es derzeit keine vergleichbaren Vorschriften für Tierhaltungen (VO (EG) Nr. 183/2005, 2005; TrinkwV, 2023; BMEL, 2024). Der Gesetzgeber beschränkt sich auf allgemein formulierte Qualitätsanforderungen ohne konkrete Vorschriften für regelmäßige Untersuchungen (VO (EG) Nr. 183/2005, 2005; TierSchNutztV, 2021). Münster und Kemper (2024) werteten retrospektiv Untersuchungsergebnisse von Wasserproben aus schweinehaltenden Betrieben aus Nordwestdeutschland aus einem Zeitraum von zehn Jahren aus und stellten fest, dass 49,5 % (157/317) der Proben die mikrobiologischen Grenzwerte überschritten. Mit

Ausnahme von einem Betrieb ließen alle Studienbetriebe (96,2 %) jährlich Wasserproben untersuchen. Die Probenentnahmeorte waren dabei sehr unterschiedlich, möglicherweise bedingt durch uneinheitliche Empfehlungen und der Teilnahme an Qualitätsprogrammen wie beispielsweise dem Programm Initiative Tierwohl (ITW) (Kamphues, 2013; Olkowski, 2019; ITW, 2020; BMEL, 2024).

Auch durch das Einbringen von Werkzeugen und Materialien können Krankheitserreger in den Stall eingeschleppt werden (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Ein Beispiel für den Eintrag durch Gegenstände wären Fütterungs- oder Lüftungstechniker, welche für Wartungs- oder Reparaturarbeiten Werkzeuge in den Stall mitbringen und diese ggf. zuvor in einem anderen Bestand eingesetzt haben. Daher ist es wichtig, vor der Einbringung von Werkzeugen und Materialien in den Stall Hygienemaßnahmen zu ergreifen (Dewulf et al., 2019). In größeren Beständen setzt sich die Einrichtung einer speziellen Schleuse mit Möglichkeiten zur Reinigung, Desinfektion und Behandlung mit UV-Strahlen immer mehr durch (Mendes Peter et al., 2022). Lediglich ein Betrieb (3,8 %) gab in der vorliegenden Untersuchung an, Werkzeug und Materialien vor dem Einbringen in das Stallgebäude gereinigt und desinfiziert zu haben.

Fasst man die Ergebnisse zusammen, so konnten im Bezug auf die Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten einige Schwachpunkte identifiziert werden. Dazu zählen das Befahren des Weißbereichs durch Futtermittellieferanten, fehlende Kenntnisse über den Hygienestatus des Futters und fehlende Hygienemaßnahmen vor der Verbringung von Werkzeugen und Materialien in den Stall. Zwar wurden in fast allen Betrieben einmal jährlich Wasserproben mikrobiologisch untersucht, jedoch wurden nur in sechs Betrieben (23,1 %) Proben aus dem Brunnen bzw. aus der Hauptzuleitung des öffentlichen Anschlusses gewonnen und in 17 Betrieben (65,4 %) aus der Hauptzuleitung zum Stall. Da der Biocheck.UGentTM in der verwendeten Version diese beiden Entnahmestellen forderte, wirkte sich dies negativ auf die Bewertung aus (Universität Gent, 2024). Diese explizite Forderung ist fraglich und wurde in der aktualisierten Version bereits überarbeitet (Universität Gent,

2025). In der Auswertung des Biocheck.UGent™ schnitten die Studienbetriebe in der Unterkategorie Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten am schlechtesten ab. So erreichten die Studienbetriebe im Durchschnitt 39 Punkte, wobei der nationale und globale Durchschnitt auch nur bei 47 Punkten lag (Universität Gent, 2024). Übereinstimmend dazu ging diese Unterkategorie auch in der Studie von Chantziaras et al. (2020), in der 108 Mastschweinebetriebe im Vereinigten Königreich, Belgien, Finnland und Polen untersucht wurden, als Schwäche hervor, wodurch sich zeigt, dass viele Betriebe in diesem Bereich Verbesserungspotential haben.

1.4. Besucher und Mitarbeiter

Menschen können zum einen als mechanische Vektoren fungieren, indem sie infektiöses Material nach Kontakt mit infizierten Tieren oder deren Se- und Exkreten verbreiten (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Diese indirekte Übertragung ist für zahlreiche Infektionserreger wie beispielsweise *Salmonella spp.*, *E. coli*, *Brachyspira spp.*, *L. intracellularis*, PRRSV, PEDV und ASPV untersucht (Fedorka-Cray et al., 1997; Otake et al., 2002b; Amass et al., 2003a; Kim et al., 2017; Hampson und Burrough, 2019; Vannucci et al., 2019; Li et al., 2020). Zum anderen können Personen im Hinblick auf die mögliche Übertragung von Zoonosen wie beispielsweise dem MRSA oder IAV wie dem H1N1 als direkte Vektoren agieren (Scholtissek, 1995; Grøntvedt et al., 2016). Dieses von Personen ausgehende Risiko kann durch eine Kombination aus Regelungen, die den Zugang zum Betrieb einschränken und Hygienemaßnahmen minimiert werden (Dewulf et al., 2019). Entsprechend gaben alle Studienbetriebe an, dass unbefugte Personen vom Betriebsgelände ferngehalten wurden und eine Anmeldung vor dem Betreten des Stalles erfolgen musste. Hierbei spielt die Implementierung und konsequente Nutzung einer Hygieneschleuse eine Schlüsselrolle (Dewulf und Van Immerseel, 2019). Otake et al. (2002b) zeigten beispielsweise, dass Schweine mit PRRSV infiziert wurden, wenn sie mit Personen in Kontakt kamen, die nach dem Umgang mit PRRSV-virämischen Schweinen weder ihre Kleidung noch ihre Schuhe wechselten oder ihre Hände reinigten. Beachtet man die lange

Überlebenszeit des ASPV in Kot und Urin, so wird deutlich, dass eine Hygieneschleuse auch in der Seuchenprävention entscheidend ist, um das Risiko eines Eintrags zu reduzieren (Davies et al., 2017). Positiv hervorzuheben ist, dass in allen Studienbetrieben betriebseigene Schutzkleidung oder Einmalschutzkleidung sowie betriebseigenes Schuhwerk oder Überziehschuhe getragen werden mussten. Jedoch hatten drei Studienbetriebe (11,5 %) trotz gesetzlicher Vorgaben keine Hygieneschleuse eingerichtet, wodurch das Risiko von Kreuzkontaminationen während dem Umziehen gegeben war (SchHaltHygV, 2017; Dewulf und Van Immerseel, 2019). Dieses Risiko bestand jedoch auch bei einigen Betrieben mit vorhandener Hygieneschleuse, da diese nicht optimal umgesetzt wurden. So wiesen 14 Hygieneschleusen (60,9 %) keine klare Unterteilung in einen Schwarz- und Weißbereich auf. In 18 der Hygieneschleusen (78,3 %) gab es keine Möglichkeit, Straßenkleidung und -schuhe berührungsfrei von Stallkleidung und -schuhen aufzubewahren. Zudem war es in über der Hälfte der Betriebe mit Hygieneschleuse möglich, diese zu umgehen und in sieben Betriebe erschien die routinemäßige sowie konsequente Nutzung im Arbeitsalltag subjektiv betrachtet als unrealistisch.

Zudem muss berücksichtigt werden, dass Pathogene nicht nur über Kleidung und Schuhe, sondern auch über kontaminierte Hände übertragen werden können (Dewulf et al., 2019). Eine Untersuchung von Lo Fo Wong et al. (2004) zeigte beispielsweise, dass das Risiko eines Nachweises von *Salmonella spp.* in Betrieben niedriger war, wenn vor dem Betreten des Stalles eine konsequente Handhygiene eingehalten wurde. Jedoch mussten in keinem Betrieb die Hände vor dem Betreten des Stalles gewaschen und/ oder desinfiziert werden. Angesichts der Tatsache, dass nur zwei Betriebe eine Schweinefreiheit forderten, wäre es sinnvoll gewesen, Besucher vor dem Betreten des Stalls zum Duschen aufzufordern. Diese Maßnahme wurde jedoch in keinem der Betriebe umgesetzt. Die erwähnte Schweinefreiheit hat ihren Ursprung in der Publikation von Sellers et al. (1970) im Zusammenhang mit der Maul- und Klauenseuche (MKS). In dieser Studie konnte in der Nase und im Mund von einer Person, welche mit infizierten Tieren in Kontakt war,

28 Stunden lang Virusmaterial nachgewiesen werden, während nach 48 Stunden kein Nachweis mehr gelang und man somit eine 48-stündige Schweinefreiheit forderte. Die Relevanz der Schweinefreiheit ist, sofern alle anderen genannten Hygienemaßnahmen in der Hygieneschleuse eingehalten werden und geduscht wird, mittlerweile fraglich (Alvarez et al., 2001; Otake et al., 2002b; Amass et al., 2003b; Dewulf et al., 2019). Otake et al. (2002b) und Batista et al. (2004) konnten beispielsweise im Bezug auf die Übertragung von PRRSV bzw. *M. hyopneumoniae* keine Notwendigkeit für diese Maßnahme feststellen, sofern strikte Hygienemaßnahmen wie der Wechsel von Kleidung und Schuhen, Händewaschen und Duschen eingehalten wurden. Die Umsetzung dieser Maßnahme gestaltet sich zudem insbesondere für Tierärzte und Tierärztinnen oder Berater und Beraterinnen als schwierig, da das Besuchen von mehreren Betrieben pro Tag Teil ihrer Arbeit ist. Die Realisierung einer Schweinefreiheit von Fachkräften ist daher häufig nur in einzelnen Betrieben möglich. Im Rahmen der ASP-Seuchenprävention wird die 48 Stunden Kontaktpause zu Hausschweinen nach jagdlicher Tätigkeit oder anderweitigen Wildschweinkontakt wieder aufgegriffen (DVO (EU) 2023/594, 2023). Angesichts der hohen Umweltstabilität des Virus und der verheerenden Folgen eines Eintrags in Schweinebestände ist diese Maßnahme begründet (Sánchez-Vizcaíno et al., 2019). Zwei der Studienbetriebe (7,7 %) berichteten, dass im Stall beschäftigte Personen jagdlich aktiv waren, jedoch wurde in einem Betrieb im Anschluss der Kontakt zu Hausschweinen nicht vermieden. Beide Betriebe lagen in Gebieten ohne Wildschweinvorkommen und die Personen nahmen nicht an Jagden in Risikogebieten teil. Dennoch kann das Durchziehen einer Wildschweinrotte selbst in sonst wildschweinfreien Regionen nicht ausgeschlossen werden, sodass eine potenzielle Kontamination von Kleidung, Schuhen oder Ausrüstung möglich bleibt und der Kontakt zu gehaltenen Schweinen nach jagdlichen Tätigkeiten wie gefordert vermieden werden sollte.

In der Auswertung des Biocheck.UGent™ erzielten die Studienbetriebe in der Unterkategorie Besucher und Mitarbeiter im Schnitt 66 Punkte und lagen somit sowohl unter dem nationalen Mittelwert mit 73 Punkten als

auch unter dem globalen Mittelwert mit 69 Punkten (Universität Gent, 2024). Auf Grundlage der Erhebung wurden mehrere Schwachstellen im Hinblick auf den Zutritt von Besuchern und Mitarbeitern identifiziert. Besonders kritisch sind dabei das Fehlen einer Hygieneschleuse in drei Betrieben, die unzureichend umgesetzte Strukturierung in den vorhandenen Hygieneschleusen sowie die mangelnde Handhygiene in allen Betrieben.

1.5. Schadnager, Vögel, Insekten und Haustiere

Landwirtschaftliche Betriebe mit Tierhaltung bieten Schadnagern häufig ideale Lebensbedingungen, da Nahrung, Wasser und Rückzugsorte dauerhaft verfügbar sind (Rosario et al., 2015). Dabei können Ratten und Mäuse Reservoirs und Überträger zahlreicher Krankheitserreger wie beispielsweise *Salmonella spp.*, *Brachyspira spp.* und *L. intracellularis* sein (Backhans et al., 2013; Andrés-Barranco et al., 2014; Gabardo et al., 2017). Mehr als drei Viertel (76,9 %) der Betriebe berichteten, dass sie kein Schadnagerproblem am Betrieb hatten. Allerdings muss hierbei beachtet werden, dass diese Einschätzung ausschließlich auf der subjektiven Wahrnehmung der Befragten basierte. Loncke und Dewulf (2019) nehmen als allgemeine Faustregel an, dass auf jede sichtbare Maus oder Ratte tatsächlich ungefähr 25 unentdeckte Tiere kommen. Daher ist davon auszugehen, dass der Befall in vielen Fällen unterschätzt wurde. Die vorliegende Untersuchung ergab, dass in allen 26 Studienbetrieben eine Schadnagerbekämpfung erfolgte. Diese Maßnahme wurde in sämtlichen Betrieben eigenständig von den jeweiligen Betriebsleitern oder Betriebsleiterinnen umgesetzt. Zwar sind sie gemäß § 4 des Tierschutzgesetzes (TierSchG, 2022) nach Erwerb der erforderlichen Kenntnisse und Fähigkeiten dazu berechtigt, jedoch stellt sich die Frage, ob das Hinzuziehen eines professionellen Schädlingsbekämpfers eine effektivere Kontrolle und Bekämpfung der Schadnagerpopulation ermöglichen würde. Hecker et al. (2018) untersuchten in Nordrhein-Westfalen 33 schweinehaltende Betriebe, die während eines zweijährigen Projektzeitraumes finanzielle Unterstützung für die Beauftragung von Schädlingsbekämpfungsunternehmen erhielten. Der Großteil der Landwirte entschied sich nach Projektabschluss

aufgrund überzeugender Erfolge, der Zeitersparnis und keinem erheblichen finanziellen Mehraufwand für die Fortsetzung der Zusammenarbeit (Hecker et al., 2018). Allerdings entstand in der vorliegenden Untersuchung der Eindruck, dass viele Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen einer externen Schädlingsbekämpfung skeptisch gegenüberstanden. Zudem müssen neben der Bekämpfung von Schadnagern auch präventive Maßnahmen ergriffen werden, um den Nagetieren beispielsweise so wenige Nistmöglichkeiten wie möglich zu bieten (Loncke und Dewulf, 2019). Dies passierte in 19 der 26 Betriebe (73,1 %), indem die Stallumgebung befestigt und frei von Müll, Baumaterialien sowie übermäßigem Unkraut war, wodurch dieser Lebensraum für die Schadnager unattraktiver gestaltet wurde.

Der Einsatz von Hunden und Katzen zur Schädlingsbekämpfung ist hinsichtlich der Biosicherheit als äußerst problematisch einzustufen (Loncke und Dewulf, 2019). Sie können einerseits mit schweinepathogenen Erregern wie beispielsweise dem SuHV-1 infiziert sein und diese auf Schweine übertragen (Thiry et al., 2013; Serena et al., 2018; Freuling et al., 2023). Zum anderen können Haustiere als mechanische Vektoren fungieren, indem sie Krankheitserreger in den Stall einschleppen oder innerhalb des Stalles verbreiten. Bei acht Betrieben (30,8 %) hatten Hunde und Katzen Zutritt zu den Stallungen. Filippitzi et al. (2018) kamen zu einem ähnlichen Ergebnis. Da Haustiere, insbesondere in Familienbetrieben, oft eine enge Bindung zu den im Stall beschäftigten Personen haben und als Begleiter im Arbeitsalltag wahrgenommen werden, wird deren potenzielles Risiko vermutlich häufig unterschätzt. Dennoch sollte der Zutritt zum Stall aus Biosicherheitsgründen streng unterbunden werden.

Aufgrund ihrer Rolle als mögliche Vektoren für Infektionserreger sollten auch Vögel und Insekten möglichst ferngehalten werden (Grosse Beilage, 2013a). Pilchard (1965) schätzte in einer Studie, dass etwa 30 % der transmissiblen Gastroenteritis (TGE) -Ausbrüche durch Stare verursacht wurden. Darüber hinaus können Vögel mit einer Vielzahl weiterer schweinepathogener Krankheitserreger wie beispielsweise IAV, *Salmonella spp.*, *Brachyspira spp.* und *E. coli* infiziert sein (Pensaert et

al., 1981; Jansson et al., 2004; Nielsen et al., 2004; Råsbäck et al., 2007; Skov et al., 2008; Aller-Morán et al., 2016). Damit Vögel nicht in das Stallgebäude gelangen, sollten Zuluftöffnungen mit Gittern oder Netzen ausgestattet sein. Allerdings wurde dies nur in 14 der Studienbetriebe (53,8 %) umgesetzt. Zudem bot die Bauhülle in acht Betrieben (30,8 %) Durchschlupfmöglichkeiten für Wildvögel und Schadnager. Blunt et al. (2022) untersuchten Insekten in Schweinebeständen mit Dysenterie und kamen zu dem Ergebnis, dass auch Fliegen und Schaben potenziell als mechanische Vektoren für *B. hyodysenteriae* fungieren können. Auch die blutsaugende Stallfliege (*Stomoxys calcitrans*) wird beispielsweise als mechanischer Vektor für Infektionserreger vermutet (Schwarz et al., 2020). 18 Betriebe (69,2 %) führten regelmäßig eine Insektenbekämpfung durch. Da nicht erhoben wurde, ob die Betriebe ein Insektenproblem im Bestand hatten, kann nicht abschließend beurteilt werden, ob die fehlende Insektenbekämpfung in den anderen acht Betrieben ein Biosicherheitsrisiko darstellte.

Zusammenfassend wurden das in manchen Betrieben vorherrschende Schadnagerproblem, der teilweise unzureichende Schutz vor dem Eindringen von Schadnagern und Vögeln in die Stallgebäude sowie der Zutritt von Haustieren in manchen Betrieben als Schwachstellen identifiziert. Der Großteil der Betriebe setzte die Biosicherheitsmaßnahmen jedoch um, wodurch in der Auswertung des Biocheck.UGent™ in der Unterkategorie Schadnager und Vögel ein Durchschnittsscore von 77 Punkten erreicht wurde (Universität Gent, 2024). Damit lagen die Betriebe im Mittel genau im globalen Durchschnitt und über dem nationalen Mittelwert von 74 Punkten (Universität Gent, 2024).

1.6. Betriebsstandort

Verschiedene virale Erreger können aerogen über beträchtliche Entfernungen verbreitet werden, beispielsweise PEDV bis zu 16,1 km, PRRSV bis zu 9,2 km und IAV bis zu 2,1 km (Otake et al., 2010; Corzo et al., 2013; Alonso et al., 2014). Rose und Madec (2002) konnten zeigen, dass die Anzahl an schweinehaltenden Betrieben im Umkreis von zwei km das Risiko erhöhte, mehr als zwei Krankheitsausbrüche mit Atemwegssymptomatiken pro Jahr zu verzeichnen. Daher wurde der Betriebsstandort der Studienbetriebe erhoben. Annähernd die Hälfte der Betriebe (46,2 %) gab an, sich in einer schweinedichten Region zu befinden. Dabei war der nächste schweinehaltende Betrieb durchschnittlich 2,8 km (SD 3,8) entfernt. Zwar war der nächstgelegene Schlachthof oder die nächstgelegene Sammelstelle im Mittel 27,0 km (SD 17,4) entfernt, doch die nächste Hauptverkehrsstraße, auf der regelmäßig Tiertransporte stattfanden, war durchschnittlich 2,2 km (SD 2,8) entfernt. Entsprechend wurde deutlich, dass in vielen Betrieben eine Gefahr eines aerogenen Eintrags von Infektionserregern bestand. Eine Abhilfe könnten Luftfilterungssysteme schaffen, deren positiver Effekt insbesondere beim Schutz vor dem Eintrag von PRRSV mehrfach belegt wurde (Dee et al., 2012; Alonso et al., 2013; Desrosiers und Cousin, 2023). Jedoch gab kein Betrieb an, ein solches System installiert zu haben. Aufgrund der Herausforderungen in der Nachrüstung in ein bestehendes Lüftungssystem, der hohen Kosten und des Wartungsaufwands werden Luftfilter meist nur in großen Sauenbeständen eingesetzt.

Die Ausbringung von Gülle auf Flächen in unmittelbarer Nähe zum Betriebsstandort ist ebenso ein kritischer Faktor, da Gülle, wie bereits erwähnt, zahlreiche Erreger enthalten kann (Dewulf et al., 2019). Zehn der Studienbetriebe (38,5 %) berichteten, dass auf Feldern im Umkreis von 500 m zum Stallgebäude Schweinegülle oder Geflügelkot von anderen Betrieben ausgebracht wurde. Allerdings lässt sich die Ausbringung von Wirtschaftsdünger in der Umgebung aufgrund ihrer Bedeutung im Ackerbau oft kaum vermeiden.

Ein weiteres mit der Biosicherheit in Zusammenhang stehendes Biosicherheitsrisiko ist der direkte und indirekte Kontakt mit Wildschweinen. Knapp Dreiviertel der Studienbetriebe (73,1 %) berichteten von einem Vorkommen von Schwarzwild im Umkreis von zehn Kilometern. Wildschweine können Reservoir und Überträger von Infektionserregern wie beispielsweise *L. intracellularis*, *B. hyodysenteriae*, *B. pilosicoli* und SuHV-1 sein (Tomanová et al., 2002; Reiner et al., 2011; Steinrigl et al., 2012). Besonders hervorzuheben ist die zentrale Bedeutung von Wildschweinen im ASP-Seuchengeschehen (Guberti et al., 2019). Da das Virus sehr stabil ist, besteht die Gefahr einer Kontamination der Umgebung durch deren Se- und Exkrete bzw. Kadaver (Guberti et al., 2019; Fischer et al., 2020a). Die Relevanz der bereits diskutierten Hygienemaßnahmen, wie die Nutzung einer Hygieneschleuse, die Reinigung und Desinfektion von Gegenständen vor dem Einbringen in den Stall sowie besondere Vorsichtsmaßnahmen nach jagdlichen Aktivitäten zur Vermeidung des indirekten Eintrags in Schweinebestände wird dadurch erneut verdeutlicht. Zudem müssen Wildschweine durch geeignete Umzäunungen von Hausschweinebeständen ferngehalten werden. Trotz aktuellem Seuchengeschehen war in neun Studienbetriebe (34,6 %) keine Umzäunung des Betriebsgeländes bzw. kritischer Bereiche wie der Verloaderampe, der Futter- und Einstreulager und ggf. des Auslaufes (doppelte Umzäunung) installiert, wobei sechs dieser Betriebe von einem Wildschweinvorkommen in der Region berichteten. Allerdings muss angemerkt werden, dass es sich hierbei um Betriebe mit unter 700 Mastplätzen in geschlossenen Stallgebäuden handelte und daher zum Zeitpunkt der Betriebsbesuche keine gesetzlichen Verpflichtung zur Einfriedung bestand (SchHaltHygV, 2017). Die tierzahlabhängige Grenze der gesetzlichen Forderung ist jedoch als fraglich einzustufen, da auch in kleineren Betrieben Wildschweine und andere Wildtiere aus den genannten Gründen möglichst vom Betriebsgelände ferngehalten werden sollten.

In der Auswertung des Biocheck.UGent™ lagen die Studienbetriebe in der Unterkategorie Betriebsstandort mit einem durchschnittlichen Score von 67 Punkten genau im globalen Durchschnitt und deutlich über dem nationalen Durchschnitt, der bei nur 56 Punkten lag (Universität Gent, 2024). Der Standort eines Betriebs und der Großteil der damit verbundenen Biosicherheitsrisiken können von den Betriebsleitern und Betriebsleiterinnen nur begrenzt beeinflusst werden. Allerdings ist die Umzäunung ein Faktor, der beeinflusst werden kann, jedoch in über einem Drittel der Studienbetriebe nicht vorhanden war. Dies stellt ein erhebliches Biosicherheitsrisiko dar, weshalb eine Nachrüstung dringend empfohlen wurde.

2. Interne Biosicherheit

Im Gegensatz zur externen Biosicherheit hat die interne Biosicherheit das Ziel, die Verschleppung von Infektionserregern innerhalb des Betriebes zu verhindern (Laanen et al., 2010).

2.1. Krankheitsmanagement

Aufgrund der möglichen Ausscheidung von Infektionserregern durch kranke Schweine kommt dem Umgang mit diesen Tieren eine wichtige Rolle in der internen Biosicherheit zu (Neumann und Hall, 2019). Dies wurde in der vorliegenden Untersuchung in 84,6 % der Betriebe, die kranke Tiere und Kümmerer konsequent in eine Krankenbucht separierten, berücksichtigt. Hingegen verfügten vier Betriebe (15,4 %) zwar auch über eine Krankenbucht, gaben jedoch an, kranke Tiere und Kümmerer nur gelegentlich dort zu separieren, wodurch die restliche Tiergruppe potenziell ausgeschiedenen Krankheitserregern ausgesetzt blieb (Dewulf et al., 2019). Da die Tiere in der Krankenbucht häufig eine intensivere Kontrolle und Behandlung benötigen, wobei der direkte Kontakt zu Tieren und deren Ausscheidungen nur schwer vermieden werden kann, besteht die Gefahr, dass Krankheitserreger auf Kleidung, Schuhe und Körperteile übertragen werden. Deshalb sollten diese Tiere erst am Ende des Stallrundganges versorgt und im Anschluss entsprechende Hygienemaßnahmen ergriffen werden, um eine mechanische Übertragung zu verhindern (Dewulf und Van Immerseel,

2019). So zeigten Arnold et al. (2016) einen Zusammenhang zwischen der Etablierung einer Arbeitsreihenfolge, in der gesunde Tiere vor kranken Tieren versorgt wurden und einem niedrigeren Einsatz oral verabreichter Antibiotika. In zehn der Studienbetriebe (38,5 %) wurde keine bestimmte Reihenfolge oder Hygienemaßnahmen in der Versorgung von kranken und gesunden Tieren beachtet, wodurch eine Verschleppung von Krankheitserregern sehr wahrscheinlich war. Da auch nach scheinbarer Genesung der Tiere in der Krankenbucht eine Ausscheidung und Übertragung von Infektionserregern auf gesunde Tiere nicht ausgeschlossen werden kann, sollten die Tiere nicht wieder in die Gruppe integriert werden (Dewulf et al., 2019). Jedoch berücksichtigten sechs der Studienbetriebe (23,1 %) dies nicht, möglicherweise aufgrund mangelnden Platzes in der Krankenbucht oder aus arbeitswirtschaftlichen Faktoren.

Es zeigte sich, dass die konsequente Separierung von kranken Tieren und Kümmernern sowie Hygienemaßnahmen im Zusammenhang mit der Versorgung dieser Tiere in manchen Betrieben Verbesserungspotential boten, jedoch der Großteil der Studienbetriebe die im Zusammenhang mit kranken Tieren abgefragten Biosicherheitsmaßnahmen umsetzte. Dies wird durch die Auswertung des Biocheck.UGentTM unterstrichen. So erzielten die Studienbetriebe in der Unterkategorie Krankheitsmanagement mit durchschnittlich 74 Punkte die beste Bewertung und lagen sowohl über den nationalen als auch den globalen Mittelwerten mit 68 bzw. 73 Punkten (Universität Gent, 2024).

2.2. Management Maststall

Die Belegung eines Stalles oder Abteiles im Rein-Raus-Systems stellt eine wichtige Biosicherheitsmaßnahme dar, um die Übertragung von Krankheitserregern zwischen aufeinanderfolgenden Produktionszyklen zu unterbinden (Scheidt et al., 1995). Zudem schafft sie die Möglichkeit, die Stallungen vor der Wiederbelegung gründlich zu reinigen und zu desinfizieren (Dewulf et al., 2019). In der vorliegenden Untersuchung setzten 88,5 % der Studienbetriebe Rein-Raus-Verfahren um. Allerdings berichteten elf Betriebsleiter bzw. Betriebsleiterinnen (42,3 %), dass sie manchmal Tiere unterschiedlichen Alters zusammenstallten, wodurch

sich die Angaben der Umsetzung eines strikten Rein-Raus-Verfahrens widersprüchlich erwiesen. Zudem gaben 19 Betriebe (73,1 %) an, schlechter wachsende Tiere nicht in der Gruppe zu belassen, sieben dieser Betriebe (36,8 %) gliederten diese Tiere in jüngere Altersgruppen ein. Das Mischen unterschiedlicher Altersgruppen stellt ein großes Risiko für die Tiergesundheit des Bestandes dar, da nicht selten Infektionskrankheiten die Ursache für Wachstumsstörungen bei Mastschweinen sind. Die Integration von kümmernden Tieren in jüngere Tiergruppen führt dazu, dass Infektionsketten aufrechterhalten werden (Dewulf et al., 2019).

In der Auswertung des Biocheck.UGentTM der Unterkategorie Management Maststall lag der Durchschnittsscore der Studienbetriebe bei 59 Punkten und somit unter den nationalen und globalen Durchschnittswerten, welche bei 61 und 78 Punkten lagen (Universität Gent, 2024). Besonders das Mischen unterschiedlicher Altersgruppen und die Eingliederung von kümmernden Tieren in jüngere Tiergruppen stellten in vielen Betrieben ein Risiko für die Verbreitung von Krankheitserregern und die Aufrechterhaltung von Infektionsketten im Bestand dar.

2.3. Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung

Um Kreuzkontaminationen zu vermeiden, sind nicht nur die Stallbelegung, sondern auch Arbeitsabläufe und Hygienemaßnahmen zwischen verschiedenen Altersgruppen zentraler Bestandteil der internen Biosicherheit in schweinehaltenden Betrieben (Dewulf et al., 2019). In der vorliegenden Untersuchung zeigten sich jedoch in diesem Zusammenhang eine Vielzahl von Schwachstellen. Nur knapp über ein Viertel der Studienbetriebe (26,9 %) organisierte die Versorgung der Tiere im Arbeitsalltag so, dass diese stets von jung nach alt erfolgte, während die restlichen Betriebe keine spezielle Reihenfolge beachteten. So erfolgte in vielen Studienbetrieben die Tierkontrolle während der Fütterungszeiten, um so Tiere, die nicht zum Fressen aufstanden und möglicherweise erkrankt waren, besser identifiziert zu können. Einige Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen berichteten deshalb, dass sie die

Reihenfolge des Stalldurchganges an der Fütterungsreihenfolge des automatischen Fütterungssystems orientierten, wobei das Alter der Tiere dabei keine Berücksichtigung fand. Auch wurde lediglich in drei Betrieben (11,5 %) Kleidung und Schuhwerk konsequent zwischen den Abteilen bzw. Altersgruppen gewechselt; zwei Betriebe (7,7 %) wechselten zumindest ihre Stiefel oder reinigten bzw. desinfizierten diese.

Unabhängig davon legte nur ein Betrieb (3,8 %) Wert darauf, dass die Hände zwischen dem Betreten verschiedener Abteile gewaschen und desinfiziert wurden. In drei Studienbetrieben (11,5 %) waren für jede Altersgruppe separate Geräte und Hilfsmittel, wie etwa Treibbretter oder Schaufeln, vorhanden, wobei diese in einem Betrieb zur Vermeidung von Verwechslungen in verschiedenen Farben angeschafft wurden. Nur 17 Betriebe (65,4 %) reinigten und desinfizierten die Geräte nach jeder Verwendung bzw. nach jedem Produktionszyklus. Es zeigte sich also, dass das Risiko einer Verschleppung von Infektionserregern durch Kleidung, Schuhe, Hände oder Geräte und Hilfsmittel im Stall erheblich war und im Vergleich zu Maßnahmen wie dem Rein-Raus-Verfahren in den untersuchten Betrieben wenig Beachtung fand. Ebenso nicht zu vernachlässigen ist die potenzielle Übertragung von Pathogenen durch kontaminierte Injektionsnadeln und Spritzen (Dewulf und Van Immerseel, 2019; Salman et al., 2023). Elf der Studienbetriebe (42,3 %) verwendeten für jede Altersgruppe zur Applikation von Medikamenten oder Impfstoffen eigene Spritzen und Kanülen. Ein Kanülenwechsel erfolgte im Durchschnitt alle 18,5 Tiere (SD 20,2). Ob der Kanülenwechsel in Abhängigkeit vom Gesundheitsstatus der Tiere erfolgte, wurde nicht erhoben. Werden kranke Tiere behandelt, wird ein Kanülenwechsel nach jedem Tier empfohlen (Grosse Beilage, 2013c). Bei der Applikation von Impfstoffen würde ein Kanülenwechsel nach jedem Tier einen sehr hohen Arbeits- und Materialaufwand verursachen und ist daher in der Praxis nicht immer umsetzbar, weshalb ein Kompromiss eines Wechsels nach spätestens zehn Tieren vertretbar ist (StIKo Vet, 2018). Obwohl in der Erhebung keine Differenzierung des Injektionsgrundes vorgenommen wurde, ist der durchschnittliche Kanülenwechsel nach 18,5 Tieren als zu

selten einzustufen, wodurch das Risiko einer Übertragung von Krankheitserregern während der Injektion gegeben war. Otake et al. (2002a) zeigten beispielsweise eine Übertragung von PRRSV auf empfängliche Schweine durch Kanülen während der Injektion eines *Mycoplasma*-Impfstoffes.

Fasst man die erhobenen Biosicherheitsmaßnahmen in dieser Kategorie zusammen, so zeigte sich, dass in den Betrieben zwischen den verschiedenen Altersgruppen kaum Hygienemaßnahmen in Bezug auf Kleidung, Schuhe und Geräte beachtet wurden und das Alter in den Arbeitsabläufen wenig berücksichtigt wurde. Somit ist die Gefahr von Kreuzkontaminationen und Verschleppung von Infektionserregern in den Beständen als hoch einzustufen (Dewulf et al., 2019). Die Mängel in diesem Bereich spiegelten sich auch in der Auswertung des Biocheck.UGent™ wider. In der Unterkategorie Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung schnitten die Studienbetriebe mit durchschnittlich 32 Punkten am schlechtesten ab und lagen deutlich unter den nationalen und globalen Durchschnittswerten, welche jedoch auch nur bei 41 bzw. 55 Punkten lagen (Universität Gent, 2024). Übereinstimmend dazu stellten Laanen et al. (2013), Postma et al. (2016) und Filippitzi et al. (2018) in ihren Studien ebenfalls eine schwache Implementierung von Biosicherheitsmaßnahmen in diesem Bereich fest. Die Unterkategorie hat in der Errechnung des Scores der Kategorie internen Biosicherheit aufgrund ihrer Relevanz eine hohe Gewichtung und beeinflusste den Score der internen Biosicherheit der Betriebe somit besonders negativ (Laanen et al., 2010; Universität Gent, 2024).

2.4. Reinigung und Desinfektion

Auch die Reinigung und Desinfektion der Stallungen, Treibwege und Verladebereiche stellt einen zentralen Bestandteil der internen Biosicherheit dar (Makovska et al., 2024). Das Ziel dieser Maßnahmen besteht darin, die Anzahl von Mikroorganismen auf den Oberflächen zu reduzieren, um den Infektionsdruck zu verringern und die Übertragung pathogener Erreger zu verhindern (Van Immerseel et al., 2019). So trägt eine konsequente Umsetzung dieser Hygienemaßnahmen entscheidend

zur Unterbrechung von Infektionsketten und somit zur Tiergesundheit im Bestand bei (Van Immerseel et al., 2019). 18 Studienbetriebe (69,2 %) führten nach jedem Produktionszyklus eine Reinigung und Desinfektion der leeren Abteile durch. Makovska et al. (2024) analysierten alle zwischen 2019 und 2022 in Europa durchgeführten Biocheck.UGentTM-Evaluierungen und berichteten, dass 79 % von 14.236 evaluierten Betrieben Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen umsetzten. Ein Studienbetrieb (3,8 %) gab an, gänzlich auf Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen zu verzichten, was im Hinblick auf die interne Biosicherheit des Betriebes als äußerst kritisch einzustufen ist. Der Betrieb (3,8 %) mit PigPort-Haltungssystem berichtete in der vorliegenden Untersuchung, dass prinzipiell eine Reinigung und Desinfektion durchgeführt wurde, doch in den Wintermonaten durch das Einfrieren des Reinigungswassers und den damit einhergehenden Schwierigkeiten gelegentlich darauf verzichtet werden musste. Sechs Studienbetriebe (23,1 %) beschränkten sich lediglich auf eine Reinigung der Stallungen und führten keine Desinfektion durch. Hierbei muss beachtet werden, dass eine Reinigung zwar zu einer deutlichen Keimreduktion führt, jedoch empfohlen wird, diese durch eine anschließende Desinfektion zu ergänzen, um den Keimdruck weiter zu senken (Van Immerseel et al., 2019). So zeigten Luyckx et al. (2015), dass die Reinigung in Masthühnerställen zu einer Reduktion der aeroben Gesamtkeimzahl um 2 log CFU/625 cm² und eine anschließende Desinfektion zu einer weiteren Reduktion um 1,5 log CFU/625 cm² führte. Neben des direkten Haltungsbereiches ist es wichtig, auch die Treibwege und Verladerampe in die Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen einzuschließen, um Kreuzkontaminationen zu vermeiden (Grosse Beilage, 2013b). Allerdings reinigten und desinfizierten nur annähernd die Hälfte der Betriebe (46,2 %) die Treibwege konsequent nach jedem Umtrieb und jeder Ausstallung. Zehn der Studienbetriebe (38,5 %) führten diese Maßnahmen nur gelegentlich durch. 14 der 21 Betriebe mit Verladerampen oder Verladebereichen (66,7 %) reinigten und desinfizierten diese nach jedem Verladen, während sich ein Betrieb (4,8 %) auf eine Reinigung beschränkte und sechs Betriebe (28,6 %) vollständig auf entsprechende Maßnahmen

verzichteten. Dies verdeutlicht, dass die Hygienemaßnahmen in diesen Bereichen häufig vernachlässigt werden, was das Risiko der Einschleppung von Krankheitserregern in den Tierbestand oder der Kreuzkontamination innerhalb des Bestandes erhöht, da diese Bereiche beim Verladen oder Umstellen potenziell mit Infektionserregern kontaminiert werden und eine Verschleppung beispielsweise über das Schuhwerk stattfinden kann.

Van Immerseel et al. (2019) empfehlen nach durchgeführter Reinigung und Desinfektion den Erfolg dieser Maßnahmen gelegentlich zu überprüfen, da verschiedene Faktoren die Effektivität von Hygienemaßnahmen beeinträchtigen können (Van Immerseel et al., 2019). Dazu gehört das Nichterreichen schwer zugänglicher Stellen, unzureichende Entfernung organischer Rückstände oder ungenügendes Abtrocknen vor der Desinfektion (Van Immerseel et al., 2019). Ebenso können Fehler bei der Anwendung von Desinfektionsmitteln, wie beispielsweise eine unzureichende Konzentration, eine zu kurze Einwirkzeit, eine ungeeignete Umgebungstemperatur sowie die Entwicklung von Resistenzen die Qualität der Maßnahmen negativ beeinflussen (Van Immerseel et al., 2019). Zur Erfolgskontrolle eignen sich beispielsweise die bakteriologische Untersuchung von Abklatschproben (Agarkontaktplatten), Abstrich- oder Schwammproben sowie Adenosintriphosphat (ATP) -Analysen (Luyckx et al., 2015; Dahlin et al., 2024). Vier der Studienbetriebe bzw. deren bestandsbetreuende Tierärzte und Tierärztinnen (15,4 %) führten gelegentlich eine solche Überprüfung durch. Im Vergleich zur Studie von Makovska et al. (2024), in der nur rund 1,0 % der Betriebe eine Überprüfung vornahmen, ist der Anteil in der vorliegenden Studie relativ hoch. Bevor nach Abschluss der Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen eine Wiederbelegung stattfindet, stehen die Abteile üblicherweise eine gewisse Zeit leer. Die Leerstehzeiten in den Studienbetrieben variierte zwischen 0 und 28 Tagen und lagen im Mittel bei 6,6 Tagen (SD 6,1). Die Empfehlungen zur Dauer der Leerstehzeit in der Literatur sind ungenau, so sprechen Spindler und Hartung (2013) beispielsweise von einigen Tagen, man ist sich jedoch einig, dass eine vollständige Abtrocknung vor der

Wiederbelegung erfolgt sein sollte (Walia et al., 2017). In der Studie von Backhans et al. (2015) betrug die Leerstehzeit in geschlossenen Betrieben durchschnittlich 5,3 Tage. Luyckx et al. (2016) konnten keine Vorteile einer zehntägigen Leerstehzeit zeigen, sondern stellten nach sieben Tagen in der bakteriologischen Untersuchung von Schwammproben sogar einen erneuten Anstieg der CFU fest.

In der Auswertung des Biocheck.UGent™ der Unterkategorie Reinigung und Desinfektion deckte sich der Mittelwert der Studienbetriebe mit 58 Punkten mit dem nationalen Mittelwert, wobei der globale Mittelwert mit 71 Punkten deutlich höher lag (Universität Gent, 2024). Auffällig ist, dass die Scores der Betriebe in dieser Unterkategorie besonders weit streuten. Während ein Betrieb nahezu vollständig auf Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen verzichtete, gab es einen anderen Studienbetrieb, welcher alle Stallbereiche einschließlich der Treibwege und Verladerampen, konsequent nach jeder Ausstellung bzw. Verladung reinigte und desinfizierte und den Erfolg dieser Maßnahmen gelegentlich überprüfte. Dazwischen gab es einige Betriebe, welche zwar eine Reinigung, jedoch keine Desinfektion durchführten. Im Biocheck.UGent™ wurde jedoch in einer Frage explizit danach gefragt, ob sowohl eine Reinigung als auch eine Desinfektion durchgeführt wurde, wobei es nur „Ja“ oder „Nein“ als Antwortmöglichkeiten gab. So wurde im Scoringsystem die durchgeführte Reinigung dieser Betriebe unglücklicherweise der Durchführung keiner der beiden Maßnahmen gleichgestellt. Diese Frage wurde in der aktualisierten Version des Biocheck.UGent™ überarbeitet. Auch die Miteinbeziehung von Treibwegen und Verladerampen in die Hygienemaßnahme wurde in vielen Betrieben vernachlässigt. Außerdem war die Überprüfung der Reinigung und Desinfektion bei den Studienbetrieben kaum verbreitet, wodurch mögliche Fehler unentdeckt blieben.

3. *Lawsonia intracellularis*, *Brachyspira hyodysenteriae*, *Brachyspira pilosicoli* und externe Biosicherheit

Ein weiteres Ziel der vorliegenden Arbeit ist es, einen möglichen Zusammenhang zwischen dem DNA-Nachweis von *L. intracellularis*, *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* und der Implementierung externer Biosicherheitsmaßnahmen in den Betrieben zu untersuchen. Diese Erreger werden über den Kot ausgeschieden und fäkal-oral übertragen (Hampson und Burrough, 2019; Vannucci et al., 2019). Es kommen verschiedene Eintragsquellen in den Bestand in Frage, wie zum Beispiel der Zukauf von Tieren sowie belebte und unbelebte Vektoren wie Personen, Wildtiere, Fahrzeuge, Gegenstände und Gülle (Hampson und Burrough, 2019; Vannucci et al., 2019; Zeeh et al., 2020). Darüber hinaus sind auch Schädlinge wie Ratten und Mäuse als Überträger beschrieben (Backhans et al., 2013; Gabardo et al., 2017). Aufgrund dessen wurde die Annahme getroffen, dass in Betrieben mit Mängeln in der externen Biosicherheit ein häufigerer Nachweis dieser Erreger gelingt.

Die als Probenart gewählten OFS nutzen das natürliche Erkundungsverhalten der Schweine aus und ermöglichen so eine einfache, tier- und anwenderfreundliche Beprobung einer großen Tiergruppe (Kittawornrat und Zimmerman, 2011). OFS setzen sich neben Speichel aus Epithelzellen, serumderivierenden Verbindungen, Mikroorganismen und Futterresten zusammen (Henao-Diaz et al., 2020). Sie sind vor allem für ihre Eignung zur Diagnostik von respiratorischen Krankheitserregern bekannt, können jedoch vielfältig eingesetzt werden (Biernacka et al., 2016; Hernandez-Garcia et al., 2017). Aufgrund der Kontamination von OFS mit Kot und der fäkal-oralen Übertragungsweise von *L. intracellularis* und *B. hyodysenteriae* liegt die Annahme nahe, dass sich OFS für den Nachweis dieser Erreger eignen (Hampson und Burrough, 2019; Vannucci et al., 2019; Henao-Diaz et al., 2020). Übereinstimmend stellten Eddicks et al. (2025) in ihrer Studie fest, dass sich OFS als geeignetes Probenmaterial und Alternative zu den herkömmlichen Sammelkotproben für den DNA-Nachweis von

L. intracellularis und *B. hyodysenteriae* eignen. Für *B. pilosicoli* konnten in der Literatur keine Angaben gefunden werden, jedoch sind ähnliche Ergebnisse als wahrscheinlich anzusehen.

In der vorliegenden Untersuchung wurde bei Mastschweinen im Alter von 16 bis 18 Wochen eine *L. intracellularis*-Prävalenz von 15,4 % ermittelt. In keinen der untersuchten OFS konnte DNA von *B. hyodysenteriae* oder *B. pilosicoli* nachgewiesen werden. Bei der Einordnung dieses Ergebnisses muss beachtet werden, dass es sich um eine zufällige Stichprobe handelte und zum Zeitpunkt der Auswahl der Studienbetriebe keine Informationen zum Gesundheitsstatus der Tiere bekannt waren. Sowohl *L. intracellularis* als auch *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* werden in Beständen mit Durchfallproblemen häufiger nachgewiesen als in klinisch unauffälligen Beständen (Herbst et al., 2004; Goecke et al., 2020; Arnold et al., 2022). So ermittelten Arnold et al. (2019) in Deutschland bei der Untersuchung von Kotproben aus Beständen mit Durchfallsymptomatik bei Aufzucht- und Mastschweinen für *L. intracellularis* eine Herdenprävalenz von 91,7 %. Die Prävalenzen für *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* lagen in den beprobten Beständen jeweils bei 16,7 % (Arnold et al., 2023). Hingegen fanden Herbst et al. (2004) in Kotproben gesunder Schweine (n=1.445) deutlich niedrigere Nachweisraten für *L. intracellularis* (7,3 %) und *B. hyodysenteriae* (6,7 %) als in Proben durchfallkranker Schweine (n=2.003) mit 19,4 % bzw. 17,9 %. In Zufallsstichproben ist allgemein mit einer geringeren Prävalenz zu rechnen als in Untersuchungen, bei denen Bestände gezielt aufgrund entsprechenden Symptomatik ausgewählt wurden. Betrachtet man beispielsweise PCV2, ein Virus, das als ubiquitär verbreitet gilt, so lag in der Studie von Beisl (2020) die Nachweisrate von DNA in OFS, die aus zufällig ausgewählten Beständen von Endmasttieren entnommen wurden, bei lediglich 37,2 %. Die tatsächliche Prävalenz von Infektionserregern wird möglicherweise häufig überschätzt, da es verhältnismäßig wenige Studien mit Zufallsbeprobungen gibt.

Auch die Wahl der beprobten Altersgruppe (16. bis 18. Lebenswoche) könnte eine mögliche Erklärung für die geringe Nachweisrate liefern. Diese Altersgruppe wurde gewählt, da die gewonnenen OFS parallel im Rahmen einer anderen epidemiologischen Studie an der Klinik für Schweine auf weitere schweinepathogene Erreger untersucht wurden, wobei Endmasttiere für diese Untersuchungen von besonderer Relevanz waren. Erfolgte beispielsweise die Infektion der untersuchten Schweine bereits in der Aufzucht oder frühen Mastperiode, so war die Erregerausscheidung direkt nach der Infektion vermutlich am höchsten und verringerte sich im Mastverlauf (Guedes et al., 2002; Hampson und Burrough, 2019; Vannucci et al., 2019). In der Untersuchung von Eddicks et al. (2025) wurden auf zwei Betrieben Tiergruppen zu verschiedenen Zeitpunkten der Mastperiode (12., 16. und 20. Lebenswoche) mittels OFS beprobt. Die Ergebnisse zeigten, dass die Nachweisraten von *L. intracellularis* und *B. hyodysenteriae* von der 16. zur 20. Lebenswoche deutlich zurückgingen (Eddicks et al., 2025). Entsprechend wäre die Berücksichtigung verschiedener Altersgruppen in der Beprobung der vorliegenden Studie sinnvoll gewesen. Zudem könnten möglicherweise antibiotische Behandlungen in Einzelfällen das Ergebnis beeinflusst haben, welche allerdings nicht erfasst wurden.

So ließ sich in der vorliegenden Untersuchung kein Zusammenhang zwischen dem Nachweis von *L. intracellularis* und der Durchführung externer Biosicherheitsmaßnahmen auf den Betrieben feststellen. Hierbei muss berücksichtigt werden, dass die geringe Prävalenz eine Limitation dieser Auswertung darstellte. Da in keiner der Proben DNA von *B. hyodysenteriae* oder *B. pilosicoli* nachgewiesen wurde, konnte die Annahme, dass eine mangelhaft implementierte externe Biosicherheit mit dem Vorhandensein dieser Erreger in den Beständen in Verbindung gebracht werden kann, nicht beantwortet werden.

Entsprechend sind weitere Untersuchungen mit einem angepassten Studiendesign nötig, um die Fragestellung eines möglichen Zusammenhangs zwischen dem DNA-Nachweis von *L. intracellularis*, *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* sowie dem Status der externen Biosicherheit abschließend zu beantworten. Besonders die Beprobung von Tieren aus verschiedenen Altersgruppen eines Betriebes sowie die Berücksichtigung des Auftretens klinischer Durchfälle im Bestand könnten sich hierbei als sinnvoll erweisen.

VI. ZUSAMMENFASSUNG

Ziel der vorliegenden Untersuchung war es, die Umsetzung von Biosicherheitsmaßnahmen in einer Zufallsstichprobe von 26 Schweinemastbetrieben in Süddeutschland zu evaluieren. Zudem wurde der Einfluss externer Biosicherheitsmaßnahmen auf den DNA-Nachweis von *Lawsonia (L.) intracellularis*, *Brachyspira (B.) hyodysenteriae* und *Brachyspira (B.) pilosicoli* untersucht. Die vor Ort durchgeführte Erhebung der Biosicherheit basierte auf einem standardisierten Fragebogen, der sowohl Fragen aus dem Online-Tool Biocheck.UGent™ als auch ergänzende Fragestellungen umfasste (Universität Gent, 2024). Die Nutzung des Biocheck.UGent™ ermöglichte eine standardisierte risikoorientierte Beurteilung der Biosicherheit in den untersuchten Beständen sowie einen Vergleich auf nationaler und internationaler Ebene. Zusätzlich wurden Oral Fluid Samples (OFS) von Endmasttieren gewonnen und mittels PCR auf das Vorhandensein von DNA von *L. intracellularis*, *B. hyodysenteriae* und *B. pilosicoli* untersucht. Die Auswertung ergab, dass im Durchschnitt externe Biosicherheitsmaßnahmen in den Studienbetrieben besser umgesetzt wurden als interne Maßnahmen. Dennoch konnten auch im Bereich der externen Biosicherheit verschiedene Schwachstellen in allen Unterkategorien identifiziert werden. Als problematisch wurden insbesondere die Sammeltransporte zum Schlachthof, der unzureichend geregelte Fahrzeugverkehr am Betriebsgelände sowie die weitgehend fehlende Reinigung und Desinfektion von Kadaverlagerungsvorrichtungen eingestuft. Darüber hinaus wurde der überbetriebliche Einsatz von Gülleausbringungstechnik als potenzielles Risiko identifiziert, dessen Tragweite möglicherweise unterschätzt wird. Des Weiteren wurden in keinem Betrieb vor der Verbringung von Werkzeug und Material in den Stall Hygienemaßnahmen ergriffen. Auch wiesen die Hygieneschleusen, die Handhygiene sowie die teilweise fehlende Umzäunung erhebliche Mängel auf. Somit zeigte sich, dass ein Großteil der 26 untersuchten Bestände nicht ausreichend vor dem Eintrag von Infektionserregern geschützt waren. Vor dem Hintergrund

des aktuellen Seuchengeschehens der Afrikanischen Schweinepest wird die Dringlichkeit der Behebung dieser Defizite deutlich. Zu den Schwachstellen der internen Biosicherheit zählte besonders die mangelhafte Einhaltung klarer Arbeitslinien zwischen verschiedenen Altersgruppen sowie gesunden und kranken Tieren. Zudem fanden Hygienemaßnahmen im Zusammenhang mit der Nutzung von Geräten und Hilfsmitteln wenig Berücksichtigung. Auch die Frequenz des Wechsels von Kanülen stellte in den untersuchten Betrieben ein Risiko für die Übertragung von Infektionserregern dar. Darüber hinaus wurde die Reinigung und Desinfektion von Abteilen vor der Wiederbelegung nicht in allen Betrieben umgesetzt und Verladerampen sowie Treibwege nicht ausreichend in diese Maßnahmen miteinbezogen. Außerdem war eine gelegentliche Überprüfung der Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen in den untersuchten Betrieben kaum verbreitet. So zeigte sich, dass auch innerhalb der Betriebe Schwachstellen für die Unterbrechung der Infektionsketten insbesondere zwischen Altersgruppen sowie gesunden und kranken Tieren vorhanden waren. Da in keiner der OFS DNA von *B. hyodysenteriae* oder *B. pilosicoli* nachgewiesen wurde, war es nicht möglich einen Zusammenhang mit der Beurteilung externer Biosicherheitsfaktoren zu ziehen. In 15,4 % (4/26) der Betriebe konnte DNA von *L. intracellularis* nachgewiesen werden, jedoch konnte hierbei kein Rückschluss auf die externe Biosicherheit dieser Betriebe gezogen werden. Zur abschließenden Klärung der Hypothese sind weitere Untersuchungen mit angepasstem Studiendesign notwendig. In der Auswertung des Biocheck.UGent™ lagen die untersuchten Betriebe sowohl im Gesamtscore als auch in den Scores der Kategorien interne und externe Biosicherheit nahe an den nationalen Vergleichswerten, während sich im globalen Vergleich eine Schwäche der süddeutschen Schweinemastbetriebe in der internen Biosicherheit zeigte, wodurch beeinflusst auch der Gesamtscore mit 61 Punkten unter dem globalen Gesamtscore von 70 Punkten lag (Universität Gent, 2024). Fasst man die Ergebnisse der Biosicherheitsevaluierung zusammen, so zeigte sich, dass erhebliche Schwachstellen in der Biosicherheit der untersuchten Bestände bestanden.

VII. SUMMARY

The aim of this study was to evaluate the implementation of biosecurity measures in a randomly selected 26 pig farms in Southern Germany. In addition, the influence of external biosecurity measures on the DNA-detection of *Lawsonia (L.) intracellularis*, *Brachyspira (B.) hyodysenteriae* and *Brachyspira (B.) pilosicoli* was investigated.

The on-site biosecurity survey was based on a standardized questionnaire that included questions from the Biocheck.UGent™ online tool as well as complementary questions (Universität Gent, 2024). The use of Biocheck.UGent™ enabled a standardized, risk-based assessment of biosecurity in the herds and a comparison on national and international level. In addition, oral fluid samples (OFS) were collected from finishing pigs and analysed by PCR for the presence of DNA from *L. intracellularis*, *B. hyodysenteriae* and *B. pilosicoli*. The results showed that on average, external biosecurity measures were better implemented than internal measures in the study farms. However, various weaknesses were also identified in the field of external biosecurity in all subcategories. In particular, the collective transportation to the slaughterhouse, the inadequately regulated vehicle traffic on the premises and the widespread lack of cleaning and disinfection of carcass storage facilities were identified as a problem. Furthermore, the share of manure spreading equipment with other farms was identified as a potential risk, the consequences of which may be underestimated. In addition, no hygiene measures were taken on any farm before equipment and materials were brought into the barn. The hygiene locks, hand hygiene and the in some cases missing fencing also showed considerable deficiencies. This showed that the majority of the 26 herds inspected were not adequately protected against the introduction of infectious agents. In the context of the current African swine fever situation, the urgency of addressing these deficiencies becomes clear. In addition, hygiene measures related to the use of equipment and tools received little consideration. The frequency with which needles were changed also posed a risk of transmission of infectious agents in the farms studied. In

addition, the cleaning and disinfection of compartments prior to restocking was not implemented in all facilities and loading ramps and alleyways were not sufficiently included in these measures. In addition, the practice of checking cleaning and disinfection from time to time was hardly widespread. This showed that there were also weaknesses within farms to break the chain of infection, particularly between age groups and between healthy and sick animals. As DNA of *B. hyodysenteriae* or *B. pilosicoli* was not detected in any of the OFS, it was not possible to establish a link with the assessment of external biosecurity factors. DNA of *L. intracellularis* was detected in 15.4 % (4/26) of the farms, but no correlation could be found with the external biosecurity of these farms. Further studies with an adapted study design are needed to further investigate this hypothesis. In the results of the Biocheck.UGent™ evaluation, the farms analysed were close to the national comparison values for both the overall score and the scores for the categories of internal and external biosecurity, while the global comparison showed a weakness of the Southern German fattening pig farms in internal biosecurity, which also influenced the overall score of 61 points, which was below the global overall score of 70 points (Universität Gent, 2024). In summary, the results of the biosecurity assessment showed that there were significant weaknesses in the biosecurity of the herds examined.

VIII. TABELLENVERZEICHNIS

<i>Tabelle 1: Übersicht Fragebogen (Fragen aus dem Biocheck.UGentTM und ergänzte Fragen (kursiv ⁺)).....</i>	<i>30</i>
<i>Tabelle 2: nationale und globale Mittelwerte der Scores des Biocheck.UGentTM (Stand 17.10.2024) sowie Gewichtungsfaktoren der Unterkategorien (*berechnet) ((Laanen et al., 2010; Universität Gent, 2024)).....</i>	<i>36</i>
<i>Tabelle 3: Entnahmeorte der Wasserproben zur mindestens einmal jährlichen mikrobiologischen Wasseruntersuchung.....</i>	<i>49</i>
<i>Tabelle 4: Entfernungen (Luftlinie in km) zum nächsten schweinehaltenden Betrieb, zum nächsten Schlachthof mit Schweineschlachtung oder zur nächsten Sammelstelle für Schweine und zur nächsten Hauptverkehrsstraße mit regelmäßigen Tiertransporten ...</i>	<i>53</i>
<i>Tabelle 5: Betriebe mit Nachweis von L. intracellularis-DNA in OFS.....</i>	<i>62</i>

IX. ABBILDUNGSVERZEICHNIS

<i>Abbildung 1: Externe und interne Biosicherheit (eigene Darstellung, Unterteilung in Anlehnung an Biocheck.UGent™ (Universität Gent, 2025))</i>	4
<i>Abbildung 2: Beispiele allgemeiner Risikofaktoren hinsichtlich der Biosicherheit in schweinehaltenden Betrieben (modifiziert nach Laanen et al. (2010))</i>	11
<i>Abbildung 3: Verteilung der Studienbetriebe (n=26) (Quelle: de.batchgeo.com (BatchGeo LLC, 2025))</i>	28
<i>Abbildung 4: Halfboxplot zur Darstellung der Anzahl der Mastplätze der Betriebe (n=26)</i>	40
<i>Abbildung 5: Gestapeltes Säulendiagramm zur Darstellung des Alters des jüngsten und ältesten Stallgebäudes, in denen auf den Studienbetrieben (n=26) Mastschweine gehalten wurden, geordnet nach dem Alter des ältesten Stallgebäudes</i>	42
<i>Abbildung 6: Halfboxplot zur Darstellung der Erfahrung der Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen (n=26) in Jahren</i>	43
<i>Abbildung 7: Halfboxplot zur Darstellung der durchschnittlichen täglichen Gewichtszunahmen in Gramm der Mastschweine während der Mastperiode in den Betrieben (n=26)</i>	44
<i>Abbildung 8: Halfboxplot zur Darstellung der durchschnittlichen Verluste während der Mastperiode in Prozent (n=26)</i>	44
<i>Abbildung 9: Halfboxplot zur Darstellung der Ferkelzukaufe der Mast- und Kombibetriebe (n=23) pro Jahr</i>	46
<i>Abbildung 10: Halfboxplot zur Darstellung des Tier-Tränke-Verhältnisses in den Betrieben (n=26)</i>	50

Abbildung 11: Einordnung der tiergesundheitlichen Probleme in den Beständen (n=26) durch die Betriebsleiter und Betriebsleiterinnen auf einer Skala von 1 bis 5 (1= überhaupt kein Problem; 5= großes Problem)	54
Abbildung 12: Halfboxplot zur Darstellung des Tier-Platz-Verhältnisses (m ² / Mastschwein >50 bis 100 kg) der Betriebe (n=26)	56
Abbildung 13: Halfboxplot zur Darstellung der Leerstehzeiten der Buchten in Tagen vor der Wiederbelegung (n=26)	58
Abbildung 14: Halfboxplot zur Darstellung der Scores der Kategorien externe und interne Biosicherheit sowie den Gesamtscore des Biocheck.UGent™ der Betriebe (n=26) sowie nationale und globale Mittelwerte	59
Abbildung 15: Spinnendiagramm zur Gegenüberstellung der Durchschnittsscores der Unterkategorien (A= Zukauf von Tieren; B= Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle; C= Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten; D= Besucher und Mitarbeiter; E= Schadnager und Vögel; F= Betriebsstandort; G= Krankheitsmanagement; H= Management Maststall; I= Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung; J= Reinigung und Desinfektion) der Betriebe (n=26) und den nationalen und globalen Mittelwerten des Biocheck.UGent™	60
Abbildung 16: Halfboxplots der Scores (0-100) der Unterkategorien (A= Zukauf von Tieren; B= Tiertransporte, Beseitigung von Kadavern und Gülle; C= Versorgung mit Futter, Wasser und Geräten; D= Besucher und Mitarbeiter; E= Schadnager und Vögel; F= Betriebsstandort; G= Krankheitsmanagement; H= Management Maststall; I= Maßnahmen zwischen den Abteilen, Arbeitsabläufen und Geräteverwendung; J= Reinigung und Desinfektion) des Biocheck.UGent™ der Studienbetriebe (n=26)	61

Abbildung 17: Säulendiagramm zur Darstellung der Scores (aufsteigend geordnet) der Kategorie externe Biosicherheit des Biocheck.UGent™ der Betriebe (n=26) unter Einbeziehung des Nachweises von L. intracellularis-DNA in OFS 63

X. LITERATURVERZEICHNIS

Alarcón LV, Allepuz A, Mateu E (2021). Biosecurity in pig farms: a review. *Porcine Health Manag*, 7 (1): 5.

Aller-Morán LM, Martínez-Lobo FJ, Rubio P, Carvajal A (2016). Experimental infection of conventional pigs with a 'Brachyspira hamptonii' isolate recovered from a migrating waterfowl in Spain. *The Veterinary Journal*, 214: 10-3.

Alonso C, Murtaugh MP, Dee SA, Davies PR (2013). Epidemiological study of air filtration systems for preventing PRRSV infection in large sow herds. *Prev Vet Med*, 112 (1-2): 109-17.

Alonso C, Goede DP, Morrison RB, Davies PR, Rovira A, Marthaler DG, Torremorell M (2014). Evidence of infectivity of airborne porcine epidemic diarrhea virus and detection of airborne viral RNA at long distances from infected herds. *Vet Res*, 45 (1): 73.

Alonso C, Borca M, Dixon L, Revilla Y, Rodriguez F, Escribano JM (2018). ICTV Virus Taxonomy Profile: Asfarviridae. *J Gen Virol*, 99 (5): 613-4.

Alvarez RM, Amass SF, Anderson CD, Ragland D, Grote LA, Dowell CA, Clark LK, Stevenson GW, Spicer PM (2001). Evaluation of biosecurity protocols to prevent mechanical transmission of transmissible gastroenteritis virus of swine by pork production unit personnel. *BMC Vet Res*, 13: 866.

Amass SF, Clark LK (1999). Biosecurity considerations for pork production units. *J Swine Health Prod*, 7 (5): 217-28.

Amass SF, Halbur P, Byrne B, Schneider J, Koons C, Cornick N, Ragland D (2003a). Mechanical transmission of enterotoxigenic *Escherichia coli* to weaned pigs by people, and biosecurity procedures that prevented such transmission. *J Swine Health Prod*, 11: 61-8.

Amass SF, Pacheco JM, Mason PW, Schneider JL, Alvarez RM, Clark LK, Ragland D (2003b). Procedures for preventing the transmission of foot-and-mouth disease virus to pigs and sheep by personnel in contact with infected pigs. *Vet Rec*, 153 (5): 137-40.

Anderson EC, Williams SM, Fisher-Hoch SP, Wilkinson PJ (1987). Arachidonic acid metabolites in the pathophysiology of thrombocytopenia and haemorrhage in acute African swine fever. *Res Vet Sci*, 42 (3): 387-94.

Andrés-Barranco S, Vico JP, Garrido V, Samper S, Herrera-León S, de Frutos C, Mainar-Jaime RC (2014). Role of wild bird and rodents in the epidemiology of subclinical salmonellosis in finishing pigs. *Foodborne Pathog Dis*, 11 (9): 689-97.

Arent ZJ, Ellis WA (2019). Leptospirosis. In: *Diseases of Swine*. 11. Auflage; Zimmerman JJ, Karriker KJ, Ramirez A, Schwartz KJ, Stevenson GW, Zhang J (Hrsg.); Hoboken, Wiley-Blackwell: 854-62.

Argenzio RA, Whipp SC, Glock RD (1980). Pathophysiology of swine dysentery: colonic transport and permeability studies. *J Infect Dis*, 142 (5): 676-84.

Arnold C, Schüpbach-Regula G, Hirsiger P, Malik J, Scheer P, Sidler X, Spring P, Peter-Egli J, Harisberger M (2016). Risk factors for oral antimicrobial consumption in Swiss fattening pig farms - a case-control study. *Porcine Health Manag*, 2 (1): 5.

Arnold M, Crienen A, Swam H, von Berg S, Jolie R, Nathues H (2019). Prevalence of *Lawsonia intracellularis* in pig herds in different European countries. *Porcine Health Manag*, 5 (1): 31.

Arnold M, Crienen A, Swam H, Berg S, Jolie R, Nathues H (2021). Correlation of *Lawsonia intracellularis* positivity in quantitative PCR and herd factors in European pig herds. *Porcine Health Manag*, 7 (1): 13.

Arnold M, Schmitt S, Collaud A, Rossano A, Hübschke E, Zeeh F, Nathues H, Perreten V (2022). Distribution, genetic heterogeneity, and antimicrobial susceptibility of *Brachyspira pilosicoli* in Swiss pig herds. *Vet Microbiol*, 269: 109421.

Arnold M, Swam H, Crienen A, Schüpbach-Regula G, von Berg S, Nathues H (2023). Prevalence and risk factors of *Brachyspira* spp. in pig herds with a history of diarrhoea in six European countries. *Prev Vet Med*, 213: 105862.

Atyeo RF, Oxberry SL, Combs BG, Hampson DJ (1998). Development and evaluation of polymerase chain reaction tests as an aid to diagnosis of swine dysentery and intestinal spirochaetosis. *Lett Appl Microbiol*, 26 (2): 126-30.

Australian Pork Limited (2025). Australian Pork. Kingston, <https://australianpork.com.au/apiq>. accessed: 03.01.2025.

Backhans A, Jansson DS, Aspán A, Fellström C (2011). Typing of *Brachyspira* spp. from rodents, pigs and chickens on Swedish farms. *Vet Microbiol*, 153 (1): 156-62.

Backhans A, Jacobson M, Hansson I, Lebbad M, Lambertz ST, Gammelgård E, Saager M, Akande O, Fellström C (2013). Occurrence of pathogens in wild rodents caught on Swedish pig and chicken farms. *Epidemiol Infect*, 141 (9): 1885-91.

Backhans A, Sjölund M, Lindberg A, Emanuelson U (2015). Biosecurity level and health management practices in 60 Swedish farrow-to-finish herds. *Acta Vet Scand*, 57 (1): 14.

Barceló J, Marco E (1998). On farm biosecurity. 15th IPVS Congress, Birmingham, UK, 05.07.-09.07.1998, 129-33.

Baroch JA, Gagnon CA, Lacouture S, Gottschalk M (2015). Exposure of feral swine (*Sus scrofa*) in the United States to selected pathogens. *Can J Vet Res*, 79 (1): 74-8.

BatchGeo LLC (2025). BatchGeo. <https://de.batchgeo.com/>. accessed: 29.01.2025.

Batista L, Pijoan C, Ruiz A, Utrera V, Dee S (2004). Assessment of transmission of *Mycoplasma hyopneumoniae* by personnel. *J Swine Health Prod*, 12: 75-7.

Beeckman DSA, Rüdelsheim P (2020). Biosafety and Biosecurity in Containment: A Regulatory Overview. *Front Bioeng Biotechnol*, 8: 650.

Beer M (2023). Familie Asfarviridae. In: Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 11. Auflage; Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigand P (Hrsg.); Stuttgart, Georg Thieme Verlag: 463-8.

Beisl M (2020). Randomisierte Querschnittsuntersuchung über die Prävalenz des porzinen Circovirus Typ 2 und zugehöriger Genotypen in deutschen Schweinemastbeständen mittels Oral Fluids. Diss. med. vet., Ludwig-Maximilians-Universität München.

Bernaerdt E, Dewulf J, Verhulst R, Bonckaert C, Maes D (2021). Purchasing policy, quarantine and acclimation practices of breeding gilts in Belgian pig farms. *Porcine Health Manag*, 7 (1): 25.

Bernaerdt E, Díaz I, Piñeiro C, Collell M, Dewulf J, Maes D (2023). Optimizing internal biosecurity on pig farms by assessing movements of farm staff. *Porcine Health Manag*, 9 (1): 11.

Biernacka K, Karbowski P, Wróbel P, Charęza T, Czopowicz M, Balka G, Goodell C, Rauh R, Stadejek T (2016). Detection of porcine reproductive and respiratory syndrome virus (PRRSV) and influenza A virus (IAV) in oral fluid of pigs. *Res Vet Sci*, 109: 74-80.

Blome S, Schäfer M, Ishchenko L, Müller C, Fischer M, Carrau T, Liu L, Emmoth E, Stahl K, Mader A, Wendland M, Wagner B, Kowalczyk J, Mateus-Vargas R, Pieper R (2024). Survival of African swine fever virus in feed, bedding materials and mechanical vectors and their potential role in virus transmission. *EFSA Supporting Publications*, 21 (4): 8776E.

Blunt R, Mellits K, Corona-Barrera E, Pradal-Roa P, McOrist S (2022). Carriage of *Brachyspira hyodysenteriae* on common insect vectors. *Vet Microbiol*, 269: 109417.

BMEL (2024). Hygienische Qualität von Tränkwasser-Orientierungsrahmen zur futtermittelrechtlichen Beurteilung. Bundesministerium für Ernährung und Landwirtschaft (Hrsg.). Berlin, <https://www.bmel.de/DE/themen/tiere/futtermittel/orientierungsrahmen-traenkwasser.html#doc8814bodyText6>. accessed: 07.12.2024.

Boehringer Ingelheim Vetmedica (2025). COMBAT- ein kostenloses Hilfsmittel zur Verbesserung ihrer Biosicherheit. Boehringer Ingelheim Vetmedica GmbH (Hrsg.). Ingelheim am Rhein, <https://combat.prrs.com/de>. accessed: 03.01.2025.

Boesen HT, Jensen TK, Jungersen G, Riber U, Boye M, Møller K (2005). Development, characterization and diagnostic application of a monoclonal antibody specific for a proteinase K resistant *Lawsonia intracellularis* antigen. *Vet Microbiol*, 105 (3-4): 199-206.

Bohlin AM, Olsen SN, Laursen SH, Öhman A, van Galen G (2019). *Lawsonia intracellularis* associated equine proliferative enteropathy in Danish weanling foals. *Acta Vet Scand*, 61 (1): 12.

Boinas FS, Wilson AJ, Hutchings GH, Martins C, Dixon LJ (2011). The persistence of African swine fever virus in field-infected *Ornithodoros erraticus* during the ASF endemic period in Portugal. *PLoS One*, 6 (5): e20383.

Bolduan J (2021). Einzäunungen für Schweineställe und Schweine-Freilandhaltungen, KTBL. https://www.ktbl.de/fileadmin/user_upload/Artikel/Tierhaltung/Einzaeunungen/Schweinezaeune.pdf. accessed: 06.01.2025.

Bottoms K, Dewey C, Richardson K, Poljak Z (2015). Investigation of biosecurity risks associated with the feed delivery: A pilot study. *Can Vet J*, 56: 502-8.

Boye M, Baloda SB, Leser TD, Møller K (2001). Survival of *Brachyspira hyodysenteriae* and *B. pilosicoli* in terrestrial microcosms. *Vet Microbiol*, 81 (1): 33-40.

Brandt D, Kaim U, Baumgärtner W, Wendt M (2010). Evaluation of *Lawsonia intracellularis* infection in a group of pigs in a subclinically affected herd from weaning to slaughter. *Vet Microbiol*, 146 (3-4): 361-5.

Browne C, Loeffler A, Holt HR, Chang YM, Lloyd DH, Nevel A (2017). Low temperature and dust favour in vitro survival of *Mycoplasma hyopneumoniae*: time to revisit indirect transmission in pig housing. *Lett Appl Microbiol*, 64 (1): 2-7.

Burrough ER, Strait EL, Kinyon JM, Bower LP, Madson DM, Wilberts BL, Schwartz KJ, Frana TS, Songer JG (2012). Comparative virulence of clinical *Brachyspira* spp. isolates in inoculated pigs. *J Vet Diagn Invest*, 24 (6): 1025-34.

Campler M, Cheng TY, Angulo J, Van De Weyer L, Arruda A (2024). Detection of *Lawsonia intracellularis* by oral fluids and fecal samples in Canadian swine. *J Swine Health Prod*, 32: 156-63.

Carrasco L, Chàcón MdLF, Martín de Las Mulas J, Gómez-Villamandos JC, Sierra MA, Villeda CJ, Wilkinson PJ (1997). Ultrastructural changes related to the lymph node haemorrhages in acute African swine fever. *Res Vet Sci*, 62 (3): 199-204.

Chander Y, Primus A, Oliveira S, Gebhart CJ (2012). Phenotypic and molecular characterization of a novel strongly hemolytic *Brachyspira* species, provisionally designated "*Brachyspira hamptonii*". *J Vet Diagn Invest*, 24 (5): 903-10.

Chantziaras I, Dewulf J, Van Limbergen T, Stadejek T, Niemi JK, Kyriazakis I, Maes D (2020). Biosecurity levels of pig fattening farms from four EU countries and links with the farm characteristics. *Livest Sci*, 237: 104037.

Chapman DAG, Tcherepanov V, Upton C, Dixon LK (2008). Comparison of the genome sequences of non-pathogenic and pathogenic African swine fever virus isolates. *J Gen Virol*, 89 (Pt 2): 397-408.

Colgrove GS, Haelterman EO, Coggins L (1969). Pathogenesis of African swine fever in young pigs. *Am J Vet Res*, 30 (8): 1343-59.

Collins A, Love RJ, Pozo J, Smith SH, McOrist S (2000). Studies on the ex vivo survival of *Lawsonia intracellularis*. *J Swine Health Prod*, 8: 211-5.

Collins AM, Love RJ, Jasni S, McOrist S (1999). Attempted infection of mice, rats and chickens by porcine strains of *Lawsonia intracellularis*. *Aust Vet J*, 77 (2): 120-2.

Collins AM, Love RJ (2007). Re-challenge of pigs following recovery from proliferative enteropathy. *Vet Microbiol*, 120 (3-4): 381-6.

Collins AM, Fell S, Pearson H, Toribio JA (2011). Colonisation and shedding of *Lawsonia intracellularis* in experimentally inoculated rodents and in wild rodents on pig farms. *Vet Microbiol*, 150 (3-4): 384-8.

Collins JE, Libal MC, Brost D (1983). Proliferative enteritis in two pups. *J Am Vet Med Assoc*, 183 (8): 886-9.

Cooper DM, Swanson DL, Gebhart CJ (1997). Diagnosis of proliferative enteritis in frozen and formalin-fixed, paraffin-embedded tissues from a hamster, horse, deer and ostrich using a *Lawsonia intracellularis*-specific multiplex PCR assay. *Vet Microbiol*, 54 (1): 47-62.

Corzo CA, Culhane M, Dee S, Morrison RB, Torremorell M (2013). Airborne detection and quantification of swine influenza A virus in air samples collected inside, outside and downwind from swine barns. *PLoS One*, 8 (8): e71444.

Dahlin L, Hansson I, Fall N, Sannö A, Jacobson M (2024). Development and evaluation of a standardised sampling protocol to determine the effect of cleaning in the pig sty. *Porcine Health Manag*, 10 (1): 45.

Davies K, Goatley LC, Guinat C, Netherton CL, Gubbins S, Dixon LK, Reis AL (2017). Survival of African Swine Fever Virus in Excretions from Pigs Experimentally Infected with the Georgia 2007/1 Isolate. *Transbound Emerg Dis*, 64 (2): 425-31.

de Carvalho Ferreira HC, Weesendorp E, Elbers AR, Bouma A, Quak S, Stegeman JA, Loeffen WL (2012). African swine fever virus excretion patterns in persistently infected animals: a quantitative approach. *Vet Microbiol*, 160 (3-4): 327-40.

de Carvalho Ferreira HC, Tudela Zúquete S, Wijnveld M, Weesendorp E, Jongejan F, Stegeman A, Loeffen WL (2014). No evidence of African swine fever virus replication in hard ticks. *Ticks Tick Borne Dis*, 5 (5): 582-9.

Dee S, Cano JP, Spronk G, Reicks D, Ruen P, Pitkin A, Polson D (2012). Evaluation of the Long-Term Effect of Air Filtration on the Occurrence of New PRRSV Infections in Large Breeding Herds in Swine-Dense Regions. *Viruses*, 4 (5): 654-62.

Dee SA, Deen J, Otake S, Pijoan C (2004). An experimental model to evaluate the role of transport vehicles as a source of transmission of porcine reproductive and respiratory syndrome virus to susceptible pigs. *Can J Vet Res*, 68 (2): 128-33.

Desrosiers RE, Cousin V (2023). Air filtration to prevent porcine reproductive and respiratory syndrome virus infection. *J Swine Health Prod*, 31: 77-81.

Deutscher Bundestag (2024). Sachstand: Erhebungen zur Marktkonzentration von Schlachthöfen Bundestages wDdD (Hrsg.); <https://bundestag.api.proxy.bund.dev/resource/blob/1027602/ebb7c2eca4f4bc9e2736f340fd7d98ee/WD-5-133-24-pdf.pdf>. accessed: 29.11.2024.

Dewulf J, Postma M, Vanbeselaere B, Maes D, Filippitzi ME (2019). Transmission of pig diseases and biosecurity in pig production. In: *Biosecurity in animal production and veterinary medicine*. 1. Auflage; Dewulf J, Van Immerseel F (Hrsg.); Boston, CABI Pub: 295-328.

Dewulf J, Van Immerseel F (2019). General principles of biosecurity in animal production and veterinary medicine. In: Biosecurity in animal production and veterinary medicine. 1. Auflage; Dewulf J, Van Immerseel F (Hrsg.); Boston, CABI Pub: 63-76.

Dohrmann J, Hildebrand F, Straub J, Wadehul R, Pusterla N, Freise F, Venner M (2022). Equine Proliferative Enteropathy in Weanling Foals on A German Breeding Farm: Clinical Course, Treatment and Long-Term Outcome. *J Equine Vet Sci*, 111: 103873.

Drolet R, Larochelle D, Gebhart CJ (1996). Proliferative Enteritis Associated with *Lawsonia Intracellularis* (Ileal Symbiont Intracellularis) in White-Tailed Deer. *J Vet Diagn Invest*, 8 (2): 250-3.

Duhamel GE, Hunsaker BD, Mathiesen MR, Moxley RA (1996). Intestinal Spirochetosis and Giardiasis in a Beagle Pup with Diarrhea. *Vet Microbiol*, 33 (3): 360-2.

Dünser M, Untersperger M, Schweighardt H, Schuh M, Awad-Masalmeh M (2003). Diagnostik der porzinen proliferativen Enteropathien: Vergleich unterschiedlicher Nachweismethoden zur Erfassung von *Lawsonia intracellularis*. *Tierarztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere*, 31 (02): 99-105.

DVO (EU) 2023/594 (2023). Durchführungsverordnung (EU) 2023/594 der Kommission vom 16. März 2023 mit besonderen Seuchenbekämpfungsmaßnahmen in Bezug auf die Afrikanische Schweinepest und zur Aufhebung der Durchführungsverordnung (EU) 2021/605.

Eddicks M, Reiner G, Junker S, Willems H, Becker S, Stadler J, Hagn J, Ritzmann M (2025). Field study on the suitability of oral fluid samples for monitoring of *Lawsonia intracellularis* and *Brachyspira hyodysenteriae* by multiplex qPCR under field conditions. *Porcine Health Manag*, 11 (1): 2.

Edwards JF, Dodds WJ, Slauson DO (1985). Megakaryocytic infection and thrombocytopenia in African swine fever. *Vet Pathol*, 22 (2): 171-6.

Fedorka-Cray PJ, Hogg A, Gray JT, Lorenzen K, Velasquez J, Behren PV (1997). Feed and feed trucks as sources of Salmonella contamination in swine. *J Swine Health Prod*, 5: 189-93.

Fellström C, Gunnarsson A (1995). Phenotypical characterisation of intestinal spirochaetes isolated from pigs. *Res Vet Sci*, 59 (1): 1-4.

Fellström C, Pettersson B, Thomson JR, Gunnarsson A, Pearson M (1997). Identification of Serpulina species associated with porcine colitis by biochemical analysis and PCR. *J Clin Microbiol*, 35: 462-7.

Fellström C, Zimmerman U, Aspan A, Gunnarsson A (2001). The use of culture, pooled samples and PCR for identification of herds infected with *Brachyspira hyodysenteriae*. *Anim Health Res Rev*, 2 (1): 37-43.

Filippitzi ME, Brinch Kruse A, Postma M, Sarrazin S, Maes D, Alban L, Nielsen LR, Dewulf J (2018). Review of transmission routes of 24 infectious diseases preventable by biosecurity measures and comparison of the implementation of these measures in pig herds in six European countries. *Transbound Emerg Dis*, 65 (2): 381-98.

Fischer M, Hühr J, Blome S, Conraths FJ, Probst C (2020a). Stability of African Swine Fever Virus in Carcasses of Domestic Pigs and Wild Boar Experimentally Infected with the ASFV "Estonia 2014" Isolate. *Viruses*, 12 (10): 1118.

Fischer M, Mohnke M, Probst C, Pikalo J, Conraths FJ, Beer M, Blome S (2020b). Stability of African swine fever virus on heat-treated field crops. *Transbound Emerg Dis*, 67 (6): 2318-23.

FLI (2021). Karten: ASP in Deutschland, 08.01.2021 bis 22.12.2021. Friedrich-Loeffler-Institut (Hrsg.). Greifswald, Insel Riems, https://www.openagrar.de/receive/openagrar_mods_00076885. accessed: 15.12.2024.

FLI (2024). TSIS - TierSeuchenInformationsSystem, Afrikanische Schweinepest. Friedrich-Loeffler-Institut (Hrsg.). Greifswald, Insel Riems, https://tsis.fli.de/cadenza/workbooks/_vyJ5cXVIrrbgd7FRCWp,hash=2Z6yoxA71EGORuyOBMrEblhkTDOpNYJ3dx2n5IXciO11KxpmjxTiGXmGBoMhJGZ6_slQDyc4HUy3oDZ/worksheets/3Z_PXs-JPrCrYS7PhzuD. accessed: 15.12.2024.

Freuling CM, Hlinak A, Schulze C, Sehl-Ewert J, Wysocki P, Szentiks CA, Schmitt K, Wohlsein P, Kluth G, Reinhardt I, Mettenleiter TC, Müller T (2023). Suid alphaherpesvirus 1 of wild boar origin as a recent source of Aujeszky's disease in carnivores in Germany. *Virology*, 20 (1): 110.

Fussing V, Barfod K, Nielsen R, Møller K, Nielsen JP, Wegener HC, Bisgaard M (1998). Evaluation and application of ribotyping for epidemiological studies of *Actinobacillus pleuropneumoniae* in Denmark. *Veterinary Microbiology*, 62 (2): 145-62.

Gabardo MP, Sato JPH, Daniel AGS, Andrade MR, Pereira CER, Rezende TP, Otoni LVA, Rezende LA, Guedes RMC (2017). Evaluation of the involvement of mice (*Mus musculus*) in the epidemiology of porcine proliferative enteropathy. *Veterinary Microbiology*, 205: 75-9.

Ge B, Lafon P, Carter P, McDermott S, Abbott J, Glenn A, Ayers S, Friedman S, Paige J, Wagner D, Zhao S, McDermott P, Rasmussen M (2013). Retrospective Analysis of *Salmonella*, *Campylobacter*, *Escherichia coli* and *Enterococcus* in Animal Feed Ingredients. *Foodborne Pathology and Disease*, 10: 684-91.

Gellermann M, Grabkowsky B, Gerdes U, Scheer W, Conraths FJ (2023). ASP-Risikoampel Universität Vechta. Vechta, https://risikoampel.uni-vechta.de/plugins.php/aisurveyplugin/asp/survey/experts?disease_id=4. accessed: 03.01.2025.

Giacomini E, Gasparrini S, Lazzaro M, Scali F, Boniotti MB, Corradi A, Pasquali P, Alborali GL (2018). The role of transportation in the spread of *Brachyspira hyodysenteriae* in fattening farms. *BMC Vet Res*, 14 (1): 10.

Girard C, Lemarchand T, Higgins R (1995). Porcine colonic spirochetosis: a retrospective study of eleven cases. *Can Vet J*, 36 (5): 291-4.

Goecke NB, Kobberø M, Kusk TK, Hjulsager CK, Pedersen KS, Kristensen CS, Larsen LE (2020). Objective pathogen monitoring in nursery and finisher pigs by monthly laboratory diagnostic testing. *Porcine Health Manag*, 6 (1): 23.

Gómez-Villamandos JC, Hervás J, Méndez A, Carrasco L, Martín de las Mulas J, Villeda CJ, Wilkinson PJ, Sierra MA (1995). Experimental African swine fever: apoptosis of lymphocytes and virus replication in other cells. *J Gen Virol*, 76 (9): 2399-405.

Gray H, Friel M, Goold C, Smith RP, Williamson SM, Collins LM (2021). Modelling the links between farm characteristics, respiratory health and pig production traits. *Sci Rep*, 11 (1): 13789.

Griffith RW, Carlson SA, Krull AC (2019). Salmonellosis. In: *Diseases of Swine*. 11. Auflage; Zimmerman JJ, Karriker KJ, Ramirez A, Schwartz KJ, Stevenson GW, Zhang J (Hrsg.); Hoboken, Wiley-Blackwell: 912-25.

Grøntvedt CA, Elstrøm P, Stegger M, Skov RL, Skytt Andersen P, Larssen KW, Urdahl AM, Angen Ø, Larsen J, Åmdal S, Løtvedt SM, Sunde M, Bjørnholt JV (2016). Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* CC398 in Humans and Pigs in Norway: A "One Health" Perspective on Introduction and Transmission. *Clin Infect Dis*, 63 (11): 1431-8.

Grosse Beilage E (2013a). Schadtierbekämpfung. In: Diagnostik und Gesundheitsmanagement im Schweinebestand. 1. Auflage; Grosse Beilage E, Wendt M (Hrsg.); Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag: 68-74.

Grosse Beilage E (2013b). Klinische Untersuchungen von Schweinebeständen. In: Diagnostik und Gesundheitsmanagement im Schweinebestand. 1. Auflage; Grosse Beilage E, Wendt M (Hrsg.); Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag: 15-52.

Grosse Beilage T (2013c). Anwendung von Arzneimitteln in Schweinebeständen. In: Diagnostik und Gesundheitsmanagement im Schweinebestand. 1. Auflage; Grosse Beilage E, Wendt M (Hrsg.); Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag: 168-94.

Guberti V, Khomenko S, Masiulis M, S. K (2019). African swine fever in wild boar ecology and biosecurity. In: *FAO Animal Production and Health Manual*. Manual 22; Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO), World Organisation for Animal Health (OIE), European Commission (EC) (Hrsg.); Rome, 1-128.

Guedes RM, Gebhart CJ, Winkelman NL, Mackie-Nuss RA, Marsteller TA, Deen J (2002). Comparison of different methods for diagnosis of porcine proliferative enteropathy. *Can J Vet Res*, 66 (2): 99-107.

Guedes RM, Gebhart CJ (2003a). Preparation and characterization of polyclonal and monoclonal antibodies against *Lawsonia intracellularis*. *J Vet Diagn Invest*, 15 (5): 438-46.

Guedes RM, Gebhart CJ (2003b). Onset and duration of fecal shedding, cell-mediated and humoral immune responses in pigs after challenge with a pathogenic isolate or attenuated vaccine strain of *Lawsonia intracellularis*. *Vet Microbiol*, 91: 135-45.

Hampson DJ, Comb BG, Harders SJ, Connaughton ID, Fahy VA (1991). Isolation of *Treponema hyodysenteriae* from a wild rat living on a piggery. *Aust Vet J*, 68 (9): 308.

Hampson DJ, Oxberry SL, La T (2006). Potential for zoonotic transmission of *Brachyspira pilosicoli*. *Emerg Infect Dis*, 12 (5): 869-70.

Hampson DJ, Burrough ER (2019). Swine Dysentery and Brachyspiral Colitis In: *Diseases of Swine*. 11. Auflage; Zimmerman JJ, Karriker KJ, Ramirez A, Schwartz KJ, Stevenson GW, Zhang J (Hrsg.); Hoboken, Wiley-Blackwell: 951-70.

Haresnape JM, Wilkinson PJ (1989). A study of African swine fever virus infected ticks (*Ornithodoros moubata*) collected from three villages in the ASF enzootic area of Malawi following an outbreak of the disease in domestic pigs. *Epidemiol Infect*, 102 (3): 507-22.

Harris DL, Glock RD, Christensen CR, Kinyon JM (1972). Inoculation of pigs with *Treponema hyodysenteriae* (new species) and reproduction of the disease. *Vet Med Small Anim Clin*, 67 (1): 61-4.

Hecker OC, Boelhauve M, Mergenthaler M (2018). Start-up financing of professional pest control in pig farming in North Rhine-Westphalia in Germany. *Porcine Health Manag*, 4 (1): 22.

Hege R, Zimmermann W, Scheidegger R, Stärk KD (2002). Incidence of reinfections with *Mycoplasma hyopneumoniae* and *Actinobacillus pleuropneumoniae* in pig farms located in respiratory-disease-free regions of Switzerland - identification and quantification of risk factors. *Acta Vet Scand*, 43 (3): 145-56.

Heinritzi K (2006). Virale Infektionskrankheiten In: Schweinekrankheiten. 1. Auflage; Heinritzi K, Gindele HR, Reiner G, Schnurrbusch U (Hrsg.); Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag: 107-24.

Held L, Rufibach K, Seifert B (2013). Medizinische Statistik - Konzepte, Methoden, Anwendungen. 1. Auflage; Hallbergmoos, Pearson Deutschland

Henao-Diaz A, Giménez-Lirola L, Baum DH, Zimmerman J (2020). Guidelines for oral fluid-based surveillance of viral pathogens in swine. *Porcine Health Manag*, 6 (1): 28.

Herbst W, Willems H, Baljer G (2004). Distribution of *Brachyspira hyodysenteriae* and *Lawsonia intracellularis* in healthy and diarrhoeic pigs. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr*, 117 (11-12): 493-8.

Herm R, Tummeleht L, Jürison M, Vilem A, Viltrop A (2020). Trace amounts of African swine fever virus DNA detected in insects collected from an infected pig farm in Estonia. *Vet Med Sci*, 6 (1): 100-4.

Hernandez-Garcia J, Robben N, Magnée D, Eley T, Dennis I, Kayes SM, Thomson JR, Tucker AW (2017). The use of oral fluids to monitor key pathogens in porcine respiratory disease complex. *Porcine Health Manag*, 3 (1): 7.

Hidalgo Á, Rubio P, Osorio J, Carvajal A (2010). Prevalence of *Brachyspira pilosicoli* and "*Brachyspira canis*" in dogs and their association with diarrhoea. *Vet Microbiol*, 146 (3): 356-60.

Holyoake PK, Emery D, Gonsalves J, Donahoo M, Collins A (2010). Prevalence of antibodies to *Lawsonia intracellularis* in pig herds in Australia. *Aust Vet J*, 88 (5): 186-8.

Huerta B, Arenas A, Carrasco L, Maldonado A, Tarradas C, Carbonero A, Perea A (2003). Comparison of diagnostic techniques for porcine proliferative enteropathy (*Lawsonia intracellularis* infection). *J Comp Pathol*, 129 (2-3): 179-85.

ITW (2020). Anlage 2 – Tränkwassercheck. Initiative Tierwohl (Hrsg.). Bonn, https://initiative-tierwohl.de/wp-content/uploads/2021/06/2021-01-01_Anlage-2-Traenkewassercheck.pdf. accessed: 07.12.2024.

Jacobson M, Råsbäck T, Flöistrup H, Benz M, Braun-Fahrländer C, Riedler J, Schram-Bijkerk D, Fellström C (2007). Survey on the occurrence of *Brachyspira* species and *Lawsonia intracellularis* in children living on pig farms. *Epidemiol Infect*, 135 (6): 1043-5.

Jansson DS, Johansson KE, Olofsson T, Råsbäck T, Vågsholm I, Pettersson B, Gunnarsson A, Fellström C (2004). *Brachyspira hyodysenteriae* and other strongly beta-haemolytic and indole-positive spirochaetes isolated from mallards (*Anas platyrhynchos*). *J Med Microbiol*, 53 (4): 293-300.

Jensen TK, Christensen BB, Boye M (2006). *Lawsonia intracellularis* infection in the large intestines of pigs. *APMIS*, 114 (4): 255-64.

Joens LA (1980). Experimental transmission of *Treponema hyodysenteriae* from mice to pigs. *Am J Vet Res*, 41 (8): 1225-6.

Jones GF, Ward GE, Murtaugh MP, Lin G, Gebhart CJ (1993). Enhanced detection of intracellular organism of swine proliferative enteritis, ileal symbiont *intracellularis*, in feces by polymerase chain reaction. *J Clin Microbiol*, 31 (10): 2611-5.

Jordan DM, Knittel JP, Schwartz KJ, Roof MB, Hoffman LJ (2004). A *Lawsonia intracellularis* transmission study using a pure culture inoculated seeder-pig sentinel model. *Vet Microbiol*, 104 (1-2): 83-90.

Jurado C, Mur L, Pérez Aguirreburualde MS, Cadenas-Fernández E, Martínez-López B, Sánchez-Vizcaíno JM, Perez A (2019). Risk of African swine fever virus introduction into the United States through smuggling of pork in air passenger luggage. *Sci Rep*, 9 (1): 14423.

Kamphues J (2013). Fütterung und Wasserversorgung von Schweinebeständen. In: Diagnostik und Gesundheitsmanagement im Schweinebestand. 1. Auflage; Grosse Beilage E, Wendt M (Hrsg.); Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag: 92-116.

Kim Y, Yang M, Goyal SM, Cheeran MCJ, Torremorell M (2017). Evaluation of biosecurity measures to prevent indirect transmission of porcine epidemic diarrhea virus. *BMC Vet Res*, 13 (1): 89.

Kinyon JM, Harris DL, Glock RD (1977). Enteropathogenicity of various isolates of *Treponema hyodysenteriae*. *Infect Immun*, 15 (2): 638-46.

Kinyon JM, Harris DL (1979). *Treponema innocens*, a New Species of Intestinal Bacteria, and Emended Description of the Type Strain of *Treponema hyodysenteriae* Harris et al. *Int J Syst Evol Microbiol*, 29 (2): 102-9.

Kittawornrat A, Zimmerman JJ (2011). Toward a better understanding of pig behavior and pig welfare. *Anim Health Res Rev*, 12 (1): 25-32.

Klein L, Hessling-Zeinen S, Adler F, Gerdes U, Blome S, Beilage EG, Campe A (2023). Exploring pig farmers' decision-making concerning biosecurity measures against African Swine Fever. *Prev Vet Med*, 217: 105949.

Knittel JP, Jordan DM, Schwartz KJ, Janke BH, Roof MB, McOrist S, Harris DL (1998). Evaluation of antemortem polymerase chain reaction and serologic methods for detection of *Lawsonia intracellularis*-exposed pigs. *Am J Vet Res*, 59 (6): 722-6.

Kolbasov D, Tsybanov S, Malogolovkin A, Gazaev I, Mikolaychuk SV (2011). Identification of ASF virus in pork products. *Veterinaria*, 10: 54-6.

Laanen M, Beek J, Ribbens S, Vangroenweghe F, Maes D, Dewulf J (2010). Biosecurity on pig herds: Development of an on-line scoring system and the results of the first 99 participating herds. *Vlaams Diergeneeskd Tijdschr*, 79: 302-6.

Laanen M, Persoons D, Ribbens S, de Jong E, Callens B, Strubbe M, Maes D, Dewulf J (2013). Relationship between biosecurity and production/antimicrobial treatment characteristics in pig herds. *Vet J*, 198 (2): 508-12.

Ladinig A, Sommerfeld-Stur I, Weissenböck H (2009). Comparative evaluation of diagnostic methods for *Lawsonia intracellularis* infection in pigs, with emphasis on cases lacking characteristic lesions. *J Comp Pathol*, 140 (2-3): 140-8.

Lamberga K, Seržants M, Oļševskis E (2018). African swine fever outbreak investigations in a large commercial pig farm in Latvia: a case report. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr*, 131.

Lawson GH, McOrist S, Jasni S, Mackie RA (1993). Intracellular bacteria of porcine proliferative enteropathy: cultivation and maintenance in vitro. *J Clin Microbiol*, 31 (5): 1136-42.

Lawson GH, Gebhart CJ (2000). Proliferative enteropathy. *J Comp Pathol*, 122 (2-3): 77-100.

Leser TD, Møller K, Jensen TK, Jorsal SE (1997). Specific detection of *Serpulina hyodysenteriae* and potentially pathogenic weakly β -haemolytic porcine intestinal spirochetes by polymerase chain reaction targeting 23S rDNA. *Mol Cell Probes*, 11 (5): 363-72.

Li Y, Salman M, Shen C, Yang H, Wang Y, Jiang Z, Edwards J, Huang B (2020). African Swine Fever in a commercial pig farm: Outbreak investigation and an approach for identifying the source of infection. *Transbound Emerg Dis*, 67 (6): 2564-78.

Lo Fo Wong DMA, Dahl J, Stege H, van der Wolf PJ, Leontides L, von Altrock A, Thorberg BM (2004). Herd-level risk factors for subclinical *Salmonella* infection in European finishing-pig herds. *Prev Vet Med*, 62 (4): 253-66.

Lomax LG, Glock RD (1982). Naturally occurring porcine proliferative enteritis: pathologic and bacteriologic findings. *Am J Vet Res*, 43 (9): 1608-14.

Loncke T, Dewulf J (2019). Rodent control in animal production. In: *Biosecurity in animal production and veterinary medicine*. 1. Auflage; Dewulf J, Van Immerseel F (Hrsg.); Boston, CABI Pub: 283-94.

Luyckx K, Dewulf J, Van Weyenberg S, Herman L, Zoons J, Vervaeke E, Heyndrickx M, De Reu K (2015). Comparison of sampling procedures and microbiological and non-microbiological parameters to evaluate cleaning and disinfection in broiler houses. *Poult Sci*, 94 (4): 740-9.

Luyckx K, Millet S, Van Weyenberg S, Herman L, Heyndrickx M, Dewulf J, De Reu K (2016). A 10-day vacancy period after cleaning and disinfection has no effect on the bacterial load in pig nursery units. *BMC Vet Res*, 12 (1): 236.

Makovska I, Chantziaras I, Caekebeke N, Dhaka P, Dewulf J (2024). Assessment of Cleaning and Disinfection Practices on Pig Farms across Ten European Countries. *Animals (Basel)*, 14 (4): 593.

McKercher PD, Hess WR, Hamdy F (1978). Residual viruses in pork products. *Appl Environ Microbiol*, 35 (1): 142-5.

McOrist S, Boid R, Lawson GH, McConnell I (1987). Monoclonal antibodies to intracellular campylobacter-like organisms of the porcine proliferative enteropathies. *Vet Rec*, 121 (18): 421-2.

McOrist S, Gebhart CJ, Boid R, Barns SM (1995). Characterization of *Lawsonia intracellularis* gen. nov., sp. nov., the obligately intracellular bacterium of porcine proliferative enteropathy. *Int J Syst Bacteriol*, 45 (4): 820-5.

McOrist S, Roberts L, Jasni S, Rowland AC, Lawson GH, Gebhart CJ, Bosworth B (1996). Developed and resolving lesions in porcine proliferative enteropathy: possible pathogenetic mechanisms. *J Comp Pathol*, 115 (1): 35-45.

McOrist S, Smith SH, Green LE (1997). Estimate of direct financial losses due to porcine proliferative enteropathy. *Vet Rec*, 140 (22): 579-81.

Mellor PS, Kitching RP, Wilkinson PJ (1987). Mechanical transmission of capripox virus and African swine fever virus by *Stomoxys calcitrans*. *Res Vet Sci*, 43 (1): 109-12.

Mendes Peter C, Pinto Paim W, Maggioli MF, Ebling RC, Glisson K, Donovan T, Vicosa Bauermann F (2022). Evaluation of Ultraviolet Type C Radiation in Inactivating Relevant Veterinary Viruses on Experimentally Contaminated Surfaces. *Pathogens*, 11 (6): 686.

Mertsching J (2022). Biosafety und Biosecurity. In: Handbuch für mikrobiologische Laboratorien der Schutz- und Sicherheitsstufen 1-4. 1. Auflage; Weber U, Ulrich HJ (Hrsg.); Wiesbaden, Springer Vieweg: 1-32.

Michalski CW, Di Mola FF, Kümmel K, Wendt M, Köninger JS, Giese T, Giese NA, Friess H (2006). Human inflammatory bowel disease does not associate with *Lawsonia intracellularis* infection. *BMC Microbiol*, 6: 81.

Mínguez I, Rueda A, Domínguez J, Sánchez-Vizcaíno JM (1988). Double labeling immunohistological study of African swine fever virus-infected spleen and lymph nodes. *Vet Pathol*, 25 (3): 193-8.

Montgomery RE (1921). On A Form of Swine Fever Occurring in British East Africa (Kenya Colony). *J Comp Pathol Ther*, 34: 159-91.

Münster P, Kemper N (2024). Long-term analysis of drinking water quality in poultry and pig farms in Northwest Germany. *Front Anim Sci*, 5: 1467287.

Nathues C, Janssen E, Duengelhof A, Nathues H, Grosse Beilage E (2018). Cross-sectional study on risk factors for Porcine Reproductive and Respiratory Syndrome virus sow herd instability in German breeding herds. *Acta Vet Scand*, 60 (1): 57.

Nathues H, Holthaus K, grosse Beilage E (2009). Quantification of *Lawsonia intracellularis* in porcine faeces by real-time PCR. *J Appl Microbiol*, 107 (6): 2009-16.

Neumann EJ, Hall WF (2019). Disease Control, Prevention and Elimination. In: Diseases of Swine. 11. Auflage; Zimmerman JJ, Karriker KJ, Ramirez A, Schwartz KJ, Stevenson GW, Zhang J (Hrsg.); Hoboken, Wiley-Blackwell: 123-57.

Niederwerder MC, Khanal P, Foland T, Constance LA, Stoian AMM, Deavours A, Haase K, Cino-Ozuna AG (2022). Stability of African swine fever virus in feed during environmental storage. *Transbound Emerg Dis*, 69 (6): 3216-24.

Nielsen EM, Skov MN, Madsen JJ, Lodal J, Jespersen JB, Baggesen DL (2004). Verocytotoxin-producing *Escherichia coli* in wild birds and rodents in close proximity to farms. *Appl Environ Microbiol*, 70 (11): 6944-7.

Nurmoja I, Mõtus K, Kristian M, Niine T, Schulz K, Depner K, Viltrop A (2020). Epidemiological analysis of the 2015-2017 African swine fever outbreaks in Estonia. *Prev Vet Med*, 181: 104556.

Obanda V, Akinyi M, King'ori E, Nyakundi R, Ochola G, Oreng P, Mugambi K, Waiguchu GM, Chege M, Rosenbaum W, Ylitalo EB, Bäck AT, Pettersson L, Mukunzi OS, Agwanda B, Stenberg-Lewerin S, Lwande OW (2024). Epidemiology and ecology of the sylvatic cycle of African Swine Fever Virus in Kenya. *Virus Res*, 348: 199434.

Oleaga A, Pérez-Sánchez R, Encinas-Grandes A (1990). Distribution and biology of *Ornithodoros erraticus* in parts of Spain affected by African Swine Fever. *Vet Rec*, 126: 32-7.

Olesen AS, Lohse L, Boklund A, Halasa T, Gallardo C, Pejsak Z, Belsham GJ, Rasmussen TB, Bøtner A (2017). Transmission of African swine fever virus from infected pigs by direct contact and aerosol routes. *Vet Microbiol*, 211: 92-102.

Olesen AS, Hansen MF, Rasmussen TB, Belsham GJ, Bødker R, Bøtner A (2018). Survival and localization of African swine fever virus in stable flies (*Stomoxys calcitrans*) after feeding on viremic blood using a membrane feeder. *Vet Microbiol*, 222: 25-9.

Olkowski A (2019). Drinking water hygiene and biosecurity In: Biosecurity in animal production and veterinary medicine. 1. Auflage; Dewulf J, Van Immerseel F (Hrsg.); Boston CABI Pub: 211-41.

Olsen I, Paster BJ, Dewhirst FE (2000). Taxonomy of spirochetes. *Anaerobe*, 6 (1): 39-57.

Oļševskis E, Guberti V, Seržants M, Westergaard J, Gallardo C, Rodze I, Depner K (2016). African swine fever virus introduction into the EU in 2014: Experience of Latvia. *Res Vet Sci*, 105: 28-30.

Otake S, Dee SA, Rossow KD, Joo HS, Deen J, Molitor TW, Pijoan C (2002a). Transmission of porcine reproductive and respiratory syndrome virus by needles. *Vet Rec*, 150 (4): 114-5.

Otake S, Dee S, Rossow K, Deen J, Joo H, Molitor T, Pijoan C (2002b). Transmission of porcine reproductive and respiratory syndrome virus by fomites (boots and coveralls). *J Swine Health Prod*, 10: 59-65.

Otake S, Dee S, Corzo C, Oliveira S, Deen J (2010). Long-distance airborne transport of infectious PRRSV and *Mycoplasma hyopneumoniae* from a swine population infected with multiple viral variants. *Vet Microbiol*, 145 (3): 198-208.

Oura CA, Powell PP, Parkhouse RM (1998). African swine fever: a disease characterized by apoptosis. *J Gen Virol*, 79 (6): 1427-38.

Paradis MA, Gottschalk M, Rajic A, Ravel A, Wilson JB, Aramini J, McClure CA, Dick CP (2007). Seroprevalence of *Lawsonia intracellularis* in different swine populations in 3 provinces in Canada. *Can Vet J*, 48 (1): 57-62.

Paradis MA, Gebhart CJ, Toole D, Vessie G, Winkelman NL, Bauer S, Wilson JB, McClure CA (2012). Subclinical ileitis: Diagnostic and performance parameters in a multi-dose mucosal homogenate challenge model. *J Swine Health Prod*, 20: 137-41.

Paster BJ, Dewhirst FE (2000). Phylogenetic foundation of spirochetes. *J Mol Microbiol Biotechnol*, 2 (4): 341-4.

Pearson HE, Toribio JE, Lapidge SJ, Hernández-Jover M (2016). Evaluating the risk of pathogen transmission from wild animals to domestic pigs in Australia. *Prev Vet Med*, 123: 39-51.

Pedersen KS, Ståhl M, Guedes RM, Angen Ø, Nielsen JP, Jensen TK (2012). Association between faecal load of lawsonia intracellularis and pathological findings of proliferative enteropathy in pigs with diarrhoea. *BMC Vet Res*, 8: 198.

Pensaert M, Ottis K, Vandeputte J, Kaplan MM, Bachmann PA (1981). Evidence for the natural transmission of influenza A virus from wild ducks to swine and its potential importance for man. *Bull World Health Organ*, 59 (1): 75-8.

Pérez-Pérez L, Carvajal A, Puente H, Peres Rubio C, Cerón JJ, Rubio P, Argüello H (2024). New insights into swine dysentery: faecal shedding, macro and microscopic lesions and biomarkers in early and acute stages of *Brachyspira hyodysenteriae* infection. *Porcine Health Manag*, 10 (1): 24.

Petrov A, Forth JH, Zani L, Beer M, Blome S (2018). No evidence for long-term carrier status of pigs after African swine fever virus infection. *Transbound Emerg Dis*, 65 (5): 1318-28.

Pietschmann J, Mur L, Blome S, Beer M, Pérez-Sánchez R, Oleaga A, Sánchez-Vizcaíno JM (2016). African swine fever virus transmission cycles in Central Europe: Evaluation of wild boar-soft tick contacts through detection of antibodies against *Ornithodoros erraticus* saliva antigen. *BMC Vet Res*, 12: 1.

Pilchard EI (1965). Experimental transmission of transmissible gastroenteritis virus by starlings. *Am J Vet Res*, 26 (114): 1177-9.

Plowright W, Parker J, Peirce MA (1969). African swine fever virus in ticks (*Ornithodoros moubata*, murray) collected from animal burrows in Tanzania. *Nature*, 221 (5185): 1071-3.

Plowright W, Perry CT, Peirce MA, Parker J (1970). Experimental infection of the argasid tick, *Ornithodoros moubata porcinus*, with African swine fever virus. *Arch Gesamte Virusforsch*, 31 (1): 33-50.

Postma M, Backhans A, Collineau L, Loesken S, Sjölund M, Belloc C, Emanuelson U, Grosse Beilage E, Nielsen EO, Stärk KDC, Dewulf J (2016). Evaluation of the relationship between the biosecurity status, production parameters, herd characteristics and antimicrobial usage in farrow-to-finish pig production in four EU countries. *Porcine Health Manag*, 2 (1): 9.

Preis G, Sanhueza JM, Vilalta C, Vannucci FA, Culhane MR, Corzo CA (2022). Senecavirus A seroprevalence and risk factors in United States pig farms. *Front Vet Sci*, 9: 1011975.

Pritchard G, Dennis I, Waddilove J (2005). Biosecurity: Reducing disease risks to pig breeding herds. *In Practice*, 27: 230-7.

Qin W, Gao Z, Wu S, Bao W (2021). Preliminary analysis of whether mosquitoes can carry and transmit African swine fever. *BMC Vet Res*, 17 (1): 152.

Raasch S, Postma M, Dewulf J, Stärk KDC, Grosse Beilage E (2018). Association between antimicrobial usage, biosecurity measures as well as farm performance in German farrow-to-finish farms. *Porcine Health Manag*, 4 (1): 30.

Rajkowski KT, Eblen S, Laubauch C (1998). Efficacy of washing and sanitizing trailers used for swine transport in reduction of *Salmonella* and *Escherichia coli*. *J Food Prot*, 61 (1): 31-5.

Råsbäck T, Fellström C, Gunnarsson A, Aspán A (2006). Comparison of culture and biochemical tests with PCR for detection of *Brachyspira hyodysenteriae* and *Brachyspira pilosicoli*. *J Microbiol Methods*, 66 (2): 347-53.

Råsbäck T, Jansson DS, Johansson KE, Fellström C (2007). A novel enteropathogenic, strongly haemolytic spirochaete isolated from pig and mallard, provisionally designated '*Brachyspira suanatina*' sp. nov. *Environ Microbiol*, 9 (4): 983-91.

Reiner G, Winkelmann M, Willems H (2011). Prevalence of *Lawsonia intracellularis*, *Brachyspira hyodysenteriae*, and *Brachyspira pilosicoli* infection in hunted wild boars (*Sus scrofa*) in Germany. *Eur J Wildl Res*, 57 (3): 443-8.

Renault V, Humblet MF, Saegerman C (2021). Biosecurity Concept: Origins, Evolution and Perspectives. *Animals (Basel)*, 12 (1): 63.

Ricke SC (2019). Feed hygiene In: *Biosecurity in animal production and veterinary medicine*. 1. Auflage; Dewulf J, Van Immerseel F (Hrsg.); Boston, CABI Pub: 177-209.

Rodriguez F, Alcaraz C, Eiras A, Yáñez RJ, Rodriguez JM, Alonso C, Rodriguez JF, Escribano JM (1994). Characterization and molecular basis of heterogeneity of the African swine fever virus envelope protein p54. *J Virol*, 68 (11): 7244-52.

Rosario L, Soledad FM, Regino C (2015). Wild small mammals in intensive milk cattle and swine production systems. *Agric Ecosyst Environ*, 202: 251-9.

Rose N, Madec F (2002). Occurrence of respiratory disease outbreaks in fattening pigs: relation with the features of a densely and a sparsely populated pig area in France. *Vet Res*, 33 (2): 179-90.

Salman M, Lin H, Suntisukwattana R, Watcharavongtip P, Jermsutjarit P, Tantituvanont A, Nilubol D (2023). Intradermal needle-free injection prevents African Swine Fever transmission, while intramuscular needle injection does not. *Sci Rep*, 13 (1): 4600.

Sanchez-Vizcaino JM, Slauson DO, Ruiz-Gonzalvo F, Valero F (1981). Lymphocyte function and cell-mediated immunity in pigs with experimentally induced African swine fever. *Am J Vet Res*, 42 (8): 1335-41.

Sánchez-Vizcaíno JM, Mur L, Gomez-Villamandos JC, Carrasco L (2015). An Update on the Epidemiology and Pathology of African Swine Fever. *J Comp Pathol*, 152 (1): 9-21.

Sánchez-Vizcaíno JM, Laddomada A, Marisa LA (2019). African Swine Fever Virus In: *Diseases of Swine*. 11. Auflage Zimmerman JJ, Karriker KJ, Ramirez A, Schwartz KJ, Stevenson GW, Zhang J (Hrsg.); Hoboken, Wiley-Blackwell: 443-52.

Sauter-Louis C, Forth JH, Probst C, Staubach C, Hlinak A, Rudovsky A, Holland D, Schlieben P, Göldner M, Schatz J, Bock S, Fischer M, Schulz K, Homeier-Bachmann T, Plagemann R, Klauß U, Marquart R, Mettenleiter TC, Beer M, Conraths FJ, Blome S (2021). Joining the club: First detection of African swine fever in wild boar in Germany. *Transbound Emerg Dis*, 68 (4): 1744-52.

Scheidt AB, Cline TR, Clark LK, Mayrose VB, Van Alstine WG, Diekman MA, Singleton WL (1995). The effect of all-in-all-out growing-finishing on the health of pigs. *J Swine Health Prod*, 3: 202-5.

SchHaltHygV (2017) Schweinehaltungshygieneverordnung in der Fassung der Bekanntmachung vom 2. April 2014 (BGBl. I S. 326), die zuletzt durch Artikel 134 des Gesetzes vom 29. März 2017 (BGBl. I S. 626) geändert worden ist. *Bundesgesetzblatt (BGBl. I)*

Scholtissek C (1995). Molecular evolution of influenza viruses. *Virus Genes*, 11 (2-3): 209-15.

Scholz A, Nüske S, Kremer-Rücker P, Förster M (2008). Costs of sub-clinical ileitis during finishing: An experimental approach. *Pig J*, 61: 26-35.

Schulz K, Conraths FJ, Blome S, Staubach C, Sauter-Louis C (2019). African Swine Fever: Fast and Furious or Slow and Steady? *Viruses*, 11 (9): 866.

Schulze-Horsel T (2023). Futter- und Tränkwasserhygiene - Salmonellen beim Schwein, Beratungsempfehlungen der Schweinegesundheitsdienste. Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste (Hrsg.); <https://www.schweinegesundheitsdienste.de/services/files/sgd/Salmonellenleitfaden%206.Auflage.pdf>. accessed: 31.01.2025.

Schwarz L, Strauss A, Loncaric I, Spargser J, Auer A, Rümenapf T, Ladinig A (2020). The Stable Fly (*Stomoxys calcitrans*) as a Possible Vector Transmitting Pathogens in Austrian Pig Farms. *Microorganisms*, 8 (10): 1476.

SchwPestV (2020) Verordnung zum Schutz gegen die Schweinepest und die Afrikanische Schweinepest, Schweinepest-Verordnung in der Fassung der Bekanntmachung vom 8. Juli 2020 (BGBl. I S. 1605), die zuletzt durch Artikel 1 der Verordnung vom 6. November 2020 (BAnz AT 09.11.2020 V1) geändert worden ist. Bundesgesetzblatt (BGBl. I).

SchwSalmoV (2007) Schweine-Salmonellen-Verordnung vom 13. März 2007 (BGBl. I S. 322), die zuletzt durch Artikel 137 des Gesetzes vom 29. März 2017 (BGBl. I S. 626) geändert worden ist. Bundesgesetzblatt (BGBl. I).

Scollo A, Perrucci A, Stella MC, Ferrari P, Robino P, Nebbia P (2023). Biosecurity and Hygiene Procedures in Pig Farms: Effects of a Tailor-Made Approach as Monitored by Environmental Samples. *Animals (Basel)*, 13 (7): 1262.

Selbitz HJ (2023). Lawsonia. In: Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 11. Auflage; Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigand P (Hrsg.); Stuttgart, Georg Thieme Verlag: 371-3.

Sellers RF, Donaldson AI, Herniman KA (1970). Inhalation, persistence and dispersal of foot-and-mouth disease virus by man. *J Hyg (Lond)*, 68 (4): 565-73.

Serena MS, Metz GE, Lozada MI, Aspitia CG, Nicolino EH, Pidone CL, Fossaroli M, Balsalobre A, Quiroga MA, Echeverria MG (2018). First isolation and molecular characterization of Suid herpesvirus type 1 from a domestic dog in Argentina. *Open Vet J*, 8 (2): 131-9.

Shivaprasad HL, Duhamel GE (2005). Cecal spirochetosis caused by *Brachyspira pilosicoli* in commercial turkeys. *Avian Dis*, 49 (4): 609-13.

Sierra MA, Carrasco L, Gómez-Villamandos JC, Martín de las Mulas J, Méndez A, Jover A (1990). Pulmonary intravascular macrophages in lungs of pigs inoculated with african swine fever virus of differing virulence. *J Comp Pathol*, 102 (3): 323-34.

Skov MN, Madsen JJ, Rahbek C, Lodal J, Jespersen JB, Jørgensen JC, Dietz HH, Chriél M, Baggesen DL (2008). Transmission of *Salmonella* between wildlife and meat-production animals in Denmark. *J Appl Microbiol*, 105 (5): 1558-68.

Smith SH, McOrist S (1997). Development of persistent intestinal infection and excretion of *Lawsonia intracellularis* by piglets. *Res Vet Sci*, 62 (1): 6-10.

Spindler B, Hartung J (2013). Reinigung und Desinfektion. In: Diagnostik und Gesundheitsmanagement im Schweinebestand. 1. Auflage; Grosse Beilage E, Wendt M (Hrsg.); Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag: 53-61.

Stanton TB, Fournié-Amazouz E, Postic D, Trott DJ, Grimont PA, Baranton G, Hampson DJ, Saint Girons I (1997). Recognition of two new species of intestinal spirochetes: *Serpulina intermedia* sp. nov. and *Serpulina murdochii* sp. nov. *Int J Syst Bacteriol*, 47 (4): 1007-12.

Stanton TB, Rosey EL, Kennedy MJ, Jensen NS, Bosworth BT (1999). Isolation, oxygen sensitivity, and virulence of NADH oxidase mutants of the anaerobic spirochete *Brachyspira* (*Serpulina*) *hyodysenteriae*, etiologic agent of swine dysentery. *Appl Environ Microbiol*, 65 (11): 5028-34.

Statistisches Bundesamt (2023). Betriebe mit Mastschweinen: Bundesländer, Stichmonat, Bestandsgrößenklassen. <https://www-genesis.destatis.de/datenbank/online/statistic/41313/table/41313-0013>. accessed: 20.11.2024.

Stege H, Jensen TK, Møller K, Vestergaard K, Baekbo P, Jorsal SE (2004). Infection dynamics of *Lawsonia intracellularis* in pig herds. *Vet Microbiol*, 104 (3): 197-206.

Steinrigl A, Revilla-Fernández S, Kolodziejek J, Wodak E, Bagó Z, Nowotny N, Schmoll F, Köfer J (2012). Detection and molecular characterization of Suid herpesvirus type 1 in Austrian wild boar and hunting dogs. *Vet Microbiol*, 157 (3-4): 276-84.

Stiebritz CG (2017). Charakterisierung und klinische Verlaufsuntersuchung aktueller PEDV-Feldinfektionen in deutschen Schweinebeständen unter Berücksichtigung betriebsspezifischer Managementfaktoren. Diss. med. vet., Ludwig-Maximilians-Universität München.

StIKo Vet (2018). Empfehlungen zur guten Impfpraxis in der Veterinärmedizin. Ständige Impfkommision Veterinärmedizin (StiKo Vet) am Friedrich-Loeffler-Institut (Hrsg.). Greifswald, Insel Riems, https://www.openagrar.de/servlets/MCRFileNodeServlet/openagrar_derivate_00016505/Stellungnahme_gute_Impfpraxis_2018-09-26.pdf. accessed: 31.01.2025.

Stoian AMM, Zimmerman J, Ji J, Hefley TJ, Dee S, Diel DG, Rowland RRR, Niederwerder MC (2019). Half-Life of African Swine Fever Virus in Shipped Feed. *Emerg Infect Dis*, 25 (12): 2261-3.

Straubinger RK (2023). Spirochäten. In: Tiermedizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre. 11. Auflage; Selbitz HJ, Truyen U, Valentin-Weigand P (Hrsg.); Stuttgart, Georg Thieme Verlag: 147-59.

Studdert VP, Gay CC, Hinchcliff KW (2020). Saunders Comprehensive Veterinary Dictionary. 5. Auflage; St. Louis Elsevier; 1344.

Stygar AH, Chantziaras I, Toppari I, Maes D, Niemi JK (2020). High biosecurity and welfare standards in fattening pig farms are associated with reduced antimicrobial use. *Animal*, 14 (10): 2178-86.

Taylor DJ, Alexander TJ (1971). The production of dysentery in swine by feeding cultures containing a spirochaete. *Br Vet J*, 127 (11): 58-61.

Thiry E, Addie D, Belák S, Boucraut-Baralon C, Egberink H, Frymus T, Gruffydd-Jones T, Hartmann K, Hosie MJ, Lloret A, Lutz H, Marsilio F, Möstl K, Pennisi MG, Radford AD, Truyen U, Horzinek MC (2013). Aujeszky's disease/ pseudorabies in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *J Feline Med Surg*, 15 (7): 555-6.

Thomson GR (1985). The epidemiology of African swine fever: the role of free-living hosts in Africa. *Onderstepoort J Vet Res*, 52 (3): 201-9.

Thrusfield M, Brown H (2018). Surveys. In: *Veterinary Epidemiology*. 4. Auflage; Thrusfield M, Christley R, Brown H, Diggle PJ, French N, Howe K, Kelly L, O'Connor A, Sargeant J, Wood H (Hrsg.); Hoboken Wiley-Blackwell: 270-95.

TierSchG (2022) Tierschutzgesetz (TierSchG) in der Fassung der Bekanntmachung vom 18. Mai 2006 (BGBl. S 1206, 1313), das zuletzt durch Artikel 2 Absatz 20 des Gesetzes vom 20. Dezember 2022 (BGBl. S. 2752) geändert worden ist. *Bundesgesetzblatt (BGBl. I)*.

TierSchNutzV (2021) Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung in der Fassung der Bekanntmachung vom 22. August 2006 (BGBl. I S. 2043), die zuletzt durch Artikel 1a der Verordnung vom 29. Januar 2021 (BGBl. I S. 146) geändert worden ist. *Bundesgesetzblatt (BGBl. I)*.

Tomanová K, Barták P, Smola J (2002). Detection of *Lawsonia intracellularis* in wild pigs in the Czech Republic. *Vet Rec*, 151 (25): 765-7.

TrinkwV (2023) Verordnung über die Qualität von Wasser für den menschlichen Gebrauch (Trinkwasserverordnung - TrinkwV) vom 20.06.2023 (BGBl. 2023 I Nr. 159, S. 2). Bundesgesetzblatt (BGBl. I).

Trivett-Moore NL, Gilbert GL, Law CL, Trott DJ, Hampson DJ (1998). Isolation of *Serpulina pilosicoli* from rectal biopsy specimens showing evidence of intestinal spirochetosis. *J Clin Microbiol*, 36 (1): 261-5.

Trott D, Stanton T, Jensen N, Duhamel GE, Johnson J, Hampson DJ (1996). *Serpulina pilosicoli* sp. nov., the Agent of Porcine Intestinal Spirochetosis. *Int J Syst Evol Microbiol*, 46: 206-15.

Trott DJ, McLaren AJ, Hampson DJ (1995). Pathogenicity of human and porcine intestinal spirochetes in one-day-old specific-pathogen-free chicks: an animal model of intestinal spirochetosis. *Infect Immun*, 63 (9): 3705-10.

Universität Gent (2024). Biocheck.UGent™. <https://biocheckgent.com/en>. accessed: 17.10.2024.

Universität Gent (2025). Biocheck.UGent™. <https://biocheckgent.com/en>. accessed: 09.01.2025.

Urbaniak GC, Plous S (2013). Research Randomizer (Version 4.0) [Computer software]. <https://www.randomizer.org/>. accessed: 31.01.2025.

van den Wollenberg L, Butler CM, Houwers DJ, de Grootv MW, Panhuijzen H, van Maanen C, van Oldruitenborgh-Oosterbaan MM (2011). Lawsonia intracellularis-associated proliferative enteritis in weanling foals in the Netherlands. Tijdschr Diergeneeskd, 136 (8): 565-70.

Van Immerseel F, Luyckx K, De Reu K, Dewulf J (2019). Cleaning and disinfection. In: Biosecurity in animal production and veterinary medicine. 1. Auflage; Dewulf J, Van Immerseel F (Hrsg.); Boston, CABI Pub: 133-57.

Vandenberghe J, Verheyen A, Lauwers S, Geboes K (1985). Spontaneous adenocarcinoma of the ascending colon in Wistar rats: the intracytoplasmic presence of a Campylobacter-like bacterium. J Comp Pathol, 95 (1): 45-55.

Vannucci FA, Gebhart CJ, McOrist S (2019). Proliferative Enteropathy. In: Diseases of Swine. 11. Auflage; Zimmerman JJ, Kariker KJ, Ramirez A, Schwartz KJ, Stevenson GW, Zhang J (Hrsg.); Hoboken, Wiley-Blackwell: 898-911.

Vengust G, Valencak Z, Bidovec A (2006). A Serological Survey of Selected Pathogens in Wild Boar in Slovenia. J Vet Med B, 53 (1): 24-7.

Viott AM, Lage AP, Cruz EC, Jr., Guedes RM (2013). The prevalence of swine enteropathogens in Brazilian grower and finish herds. Braz J Microbiol, 44 (1): 145-51.

VO (EG) Nr. 183/2005 (2005) Verordnung (EG) Nr. 183/2005 des europäischen Parlaments und des Rates vom 12. Januar 2005 mit Vorschriften für die Futtermittelhygiene.

VO (EU) 2016/429 (2016) Verordnung (EU) 2016/429 des europäischen Parlaments und des Rates vom 9. März 2016 zu Tierseuchen und zur Änderung und Aufhebung einiger Rechtsakte im Bereich der Tiergesundheit („Tiergesundheitsrecht“).

Walia K, Argüello H, Lynch H, Grant J, Leonard FC, Lawlor PG, Gardiner GE, Duffy G (2017). The efficacy of different cleaning and disinfection procedures to reduce *Salmonella* and *Enterobacteriaceae* in the lairage environment of a pig abattoir. *Int J Food Microbiol*, 246: 64-71.

Weber L, Meemken D (2018). Hygienic measures during animal transport to abattoirs - a status quo analysis of the current cleaning and disinfection of animal transporters in Germany. *Porcine Health Manag*, 4 (1): 1.

Wendt M, Epe C, Grummer B, Kamphues J, Kietzmann M, Rohde J, Weissenböck H (2013). Diagnostik, Prophylaxe und Therapie von Erkrankungen des Verdauungstraktes in Schweinebeständen In: Diagnostik und Gesundheitsmanagement im Schweinebestand 1. Auflage; Grosse Beilage E, Wendt M (Hrsg.); Stuttgart, Eugen Ulmer Verlag: 271-349.

WHO (2024). Laboratory biosecurity guidance. Organisation) WWH (Hrsg.). Genf, <https://www.who.int/publications/i/item/9789240095113>. accessed: 27.12.2024.

Wierup M, Häggblom P (2010). An assessment of soybeans and other vegetable proteins as source of *Salmonella* contamination in pig production. *Acta Vet Scand*, 52 (1): 15.

Willems H, Reiner G (2010). A multiplex real-time PCR for the simultaneous detection and quantitation of *Brachyspira hyodysenteriae*, *Brachyspira pilosicoli* and *Lawsonia intracellularis* in pig faeces. *Berl Münch Tierärztl Wochenschr*, 123 (5-6): 205-9.

Williams NM, Harrison LR, Gebhart CJ (1996). Proliferative enteropathy in a foal caused by *Lawsonia intracellularis*-like bacterium. *J Vet Diagn Invest*, 8 (2): 254-6.

Xiao N, Li J, Li M, Zhou H, Lin H, Fan H (2022). Isolation and In Vitro cultivation of *Lawsonia intracellularis* from China. *Vet Microbiol*, 270: 109457.

Yun J, Muurinen J, Nykäsenoja S, Seppä-Lassila L, Sali V, Suomi J, Tuominen P, Joutsen S, Hämäläinen M, Olkkola S, Myllyniemi AL, Peltoniemi O, Heinonen M (2021). Antimicrobial use, biosecurity, herd characteristics, and antimicrobial resistance in indicator *Escherichia coli* in ten Finnish pig farms. *Prev Vet Med*, 193: 105408.

Zeeh F, Vidondo B, Nathues H (2020). Risk factors for the infection with *Brachyspira hyodysenteriae* in pig herds. *Prev Vet Med*, 174: 104819.

Zhang H, Zhao S, Zhang H, Qin Z, Shan H, Cai X (2023). Vaccines for African swine fever: an update. *Front Microbiol*, 14: 1139494.

XI. ANHANG

Anhang 1: Fragebogen Betriebsbesuche

FRAGEBOGEN BIOSICHERHEIT



Betriebsdaten:

Name: _____
 Anschrift: _____
 E-Mail: _____
 Tel.: _____
 Tierarztpraxis: _____

I. BETRIEBSEIGENSCHAFTEN:

1. Betriebsform:

- geschlossen ausschließlich Mast
 Kombibetrieb (Ferkelaufzucht + Mast)

2. Betriebsgröße:

- 2.1. _____ Mastschweine
 2.2. _____ Sauen/ Jungsauen*
 2.3. _____ Such-/ Deckeber*
 2.4. _____ Absetzferkel*

3. Produktionsweise:

- ökologisch konventionell

4. Haltung:

- 4.1. Haltungsform:
 Warmstall
 Außenklimastall/ Stallhaltung mit Kontakt nach außen
 Sonstiges: _____
- 4.2. Entmistung:
 Vollspalten
 Teilperforiert
 Stroheinstreu
 Sonstiges: _____

5. Lüftung:

- Überdrucklüftung
 Unterdrucklüftung
 Sonstiges: _____

5.1 Luftfilter:

- Ja
 Nein

6. Alter **ältestes** Stallgebäude? _____ Jahre

7. Alter **jüngstes** Stallgebäude? _____ Jahre

8. Anzahl **Familienmitglieder** des Betriebsleiters, die regelmäßig den Stall betreten? _____

9. Anzahl **Mitarbeiter**:

- 9.1. Vollzeit _____
 9.2. Teilzeit _____
 9.3. Aushilfskräfte _____

10. Wieviel **Jahre Erfahrung** im Bereich Schweinehaltung hat der Betriebsleiter, der hauptverantwortlich für die Biosicherheit/Hygienemaßnahmen am Betrieb zuständig ist? _____ Jahre

11. Sind derzeit **andere Nutztiere** im Bestand?

- Nein
 Rinder
 Geflügel

- 11.1. Wenn ja, räumlich getrennt? Ja Nein

II. ZU- UND VERKAUF/ TIERTRANSPORT:

12. **Zukauf** von...?

- 12.1. Jungsauen/ Sauen/ Eber*
 12.2. Sperma*
 12.3. Ferkel

13. Kommen die Ferkel (in den letzten 2 Jahren) immer aus der **gleichen Herkunft** oder wechseln die Herkunftsbetriebe?

- Immer aus der gleichen Herkunft
 Verschiedene Herkunftsbetriebe

14. **Anzahl der Ferkelherkunftsbetriebe** in den letzten 2 Jahren? _____

15. **Herkunftsland** Ferkel?

- Deutschland (→ Landkreis: _____*)
 Niederlande
 Belgien
 Dänemark

16. **Wie oft** im Jahr werden Ferkel eingestallt?

_____ (Rhythmus bei geschl. Betrieben: __)

17. Wird beim Kauf von Ferkeln aus einem anderen Betrieb der **Nachweis** verlangt, dass Hygienestatus und Gesundheitsmanagement des Ursprungsbetriebs gleich oder höher sind als in Ihrem eigenen Betrieb?

- Ja
 Nein
 Keine Ahnung/ nicht zutreffend

18. Wird das Fahrzeug zw. den Ferkelauslieferungen/ -abholungen bzw. -umstellungen **gereinigt und desinfiziert**?

- Ja
 Nein
 Keine Ahnung/ nicht zutreffend

19. Wie werden **Mastschweine** vom Betrieb zum **Schlachthof** transportiert?

- Abholung
 Sammeltransport einzeln
 eigener Transport

20. Ist das Fahrzeug **leer**, wenn Mastschweine abgeholt werden?
 Immer
 Manchmal
 Niemals
 Keine Ahnung
21. Ist das Fahrzeug für die Mastschweine bei Ankunft am Betrieb **gereinigt und desinfiziert**?
 Immer
 Manchmal
 Niemals
 Keine Ahnung
22. **Betritt** der **Fahrer** die **Stallungen**, wenn Tiere verladen werden?
 Ja
 → 22.1. Zutritt über Hygieneschleuse und Tragen von betriebseigener Kleidung/ Einwegschutzkleidung und Stiefel?
 Immer
 Manchmal
 Niemals
 Nein
23. Werden die Tiere von einer separaten **Verladerampe** verladen oder kommen sie direkt aus dem **Stall/Zentralgang**?
 Separaten Verladerampe
 → 23.1. im Schwarzbereich? Ja Nein
 Direkt aus dem Stall/Zentralgang
24. Wird die Verladerampe (falls vorhanden) **nach jedem Verladen gereinigt und desinfiziert**?
 Ja
 Nein
 nur Reinigung
25. Können einzelne Tiere beim Verladen vom Fahrzeug **zurück in den Stall laufen**?
 Ja
 Nein
- III. MANAGEMENT UND ARBEITSABLÄUFE:**
26. **Belegung Maststall?**
 Kontinuierlich
 Rein-Raus-Verfahren
 Stallweise
 Abteilweise
 Buchtenweise
27. Wie ist das **Tier-Platz-Verhältnis** in den Buchten?
 _____ m²/ Mastschwein
28. Werden manchmal Tiere **unterschiedlichen Alters zusammengestellt**?
 Ja
 Nein
29. Bleiben **schlechter wachsende** Tiere in Gruppe?
 Ja
 Nein → 29.1. Werden diese in **jüngere Gruppen** eingegliedert?
 Ja Nein
30. Wird **Kleidung und Schuhwerk** zwischen den Abteilen gewechselt?
 Immer
 Manchmal
 Niemals
31. Werden die **Hände** zwischen Betreten der einzelnen Abteile/ Ställe gewaschen und/oder desinfiziert?
 Immer
 Manchmal
 Niemals
32. Sind **Desinfektionswannen oder Stiefelwaschanlagen** zwischen den Abteilen installiert, oder das **Schuhwerk** wird zwischen den Abteilen **gewechselt**?
 Ja
 Nein
33. Werden die Tiere so versorgt, dass **zuerst die jüngeren** Tiere und dann die Älteren versorgt werden?
 Ja
 Nein
34. Sind **Geräte und Hilfsmittel**, die **für eine bestimmte Tierkategorie** benötigt werden, entsprechend den Arbeitsabläufen platziert, um zu vermeiden, dass die Geräte in anderen Altersgruppen verwendet werden?
 Ja
 Nein
35. Werden **spezielle Markierungen/Farben** für Geräte und Hilfsmittel verwendet, um sie den Produktionsbereichen zuordnen zu können?
 Ja
 Nein
36. Gibt es eine **Arbeitsanweisung** für das **Reinigen und Desinfizieren von Geräten und Hilfsmitteln**?
 Ja
 Nein
37. Sind **Treibbretter, Treibpaddel o.Ä. leicht zu reinigen** und desinfizieren und wird dies auch regelmäßig gemacht?
 Ja
 Nein
38. Gibt es Geräte oder Hilfsmittel, die auch **auf anderen Betrieben** eingesetzt werden?
 Ja
 → 38.1. Reinigung und Desinfektion bevor zurück auf Betrieb? Ja Nein
 Nein

IV. REINIGUNG UND DESINFEKTION:

39. Werden die **Ställe/Abteile** nach jedem Produktionszyklus **gereinigt und desinfiziert**?
- nur Reinigung
 Reinigung und Desinfektion
 Nein
40. **Vorgehen Stallreinigung?***
- 40.1 Grobreinigung
 40.2 Gülle ablassen/ Einstreu entfernen
 40.3 Entfernung organisches Beschäftigungsmaterial
 40.4 Einweichen
 manuell
 Einweichenlage
 40.5 Hochdruckreiniger:
 Warm
 kalt
 40.6 Verwendung von Reinigungsmitteln?
 → 40.6.1 welche? _____
 40.7 Abflammen

41. Werden alle Arbeitsschritte der Reinigung und Desinfektion **korrekt eingehalten** und wird für jeden Arbeitsschritt die korrekte **Zeit** eingehalten?
- Immer
 Manchmal
 Niemals
42. Welches **Desinfektionsmittel** wird verwendet?

43. Wird nach der Reinigung und Desinfektion ein **Hygienetest** (Abklatschpräparat) gemacht?
- Immer
 Manchmal
 Niemals
44. **Wie lange** steht der Stall **leer**? _____ Tage
 → 44.1 abteilweise buchtenweise
 stallweise
45. Werden die **Treibwege gereinigt und desinfiziert**, nachdem Tiere **umgetrieben/ ausgestallt** wurden?
- Immer
 Manchmal
 Niemals

V. SCHADNAGER-, VOGEL- UND INSEKTENBEKÄMPFUNG:

46. Werden **Ungeziefer** (d.h. Ratten, Mäuse, ...) auf dem Betrieb als **Problem** angesehen?
- Ja
 Nein
47. Ist die **Fläche rund um den Stall** (5m Abstand) **befestigt und sauber**? (Entfernung von Unkraut, Müll, Baumaterialien, etc.)
- Ja
 Nein

48. Gibt es einen **Schadnagerbekämpfungsplan**?
- Ja
 Nein

49. **Wer** führt die Schadnagerbekämpfung durch?
- Betriebsleiter
 Mitarbeiter/ Familienmitglied
 professioneller Schädlingsbekämpfer
 keiner

50. Haben **Haustiere** (Katzen, Hunde,..) Zutritt zu den Stallungen?
- Ja
 Nein

51. Baulicher Allgemeinzustand Stall: Bietet die **Bauhülle** (Fenster/ Türen/ Wände/ Fugen/ Decken/ Dächer/...) **Durchschlupfmöglichkeiten** für Wildvögel und Schadnager?
- Ja
 Nein

52. Gibt es **Gitter vor den Zuluftöffnungen**?
- Ja
 Nein

53. Erfolgt eine **regelmäßige Insektenbekämpfung**?
- Ja
 Nein

VI. VERSORGUNG MIT FUTTER, WASSER UND AUSRÜSTUNG:

54. Welche **Futtermittel** werden **zugekauft**?
- _____

55. Kann der Futterlieferant die Silos füllen, ohne den **"Weißbereich"** zu Befahren/ Betreten?
- Ja
 Nein

56. Kann der Fahrer des Futtermittelunternehmens den **Stallbereich betreten**?
- Ja
 Nein

57. Verwendet der Futtermittelhersteller spezielle Verfahren, um das Futter hygienisch einwandfrei herzustellen (salmonellenfrei/Hitzeanwendung..)?
- Ja
 Nein
 Keine Ahnung

58. Wie erfolgt die **Getreidelagerung**?
- geschlossene Silos
 lose/ Flachlager

59. Wie erfolgt die **Mineralfutterlagerung**?
- geschlossene Silos
 lose/ Flachlager
 Bigbags/ Säcke

60. Welches **Fütterungssystem** kommt zum Einsatz?
 Flüssigfütterung
 Trockenfütterung
 Breifütterung
61. Wie oft erfolgt die **Reinigung** von...?
 61.1 Futtersilos/ -lagern: _____
 61.2 Anmischbehältern: _____
 61.3 Futterleitungen: _____
62. Woher stammt das **Wasser**?
 eigener Brunnen
 Gemeinschaftsbrunnen
 Öffentliche Wasserversorgung
63. Wird die **Wasserqualität** jedes Jahr mikrobiologisch untersucht?
 Ja
 aus Brunnen/ Hauptzuleitung des öffentlichen Anschlusses
 aus Hauptzufluss Stall
 aus (letzter) Tränke
 Nein
64. Welche **Tränketechnik** kommt zum Einsatz?
 Zapftränken
 Sprühtränken
 Beckentränken
 Schwimmerventiltränken
 Trogtränken mit Vakuumventil
65. **Tier-Tränke- Verhältnis?** ___ Tiere/ Tränke
66. Wird das **Wasser hygienisiert**?
 Ja → 66.1 womit? _____
 Nein
67. Gibt es eine **spezielle Schleuse für Werkzeug und Material**, das im Stall verwendet wird (R&D, UV)?
 Ja
 Nein
68. Werden **bestimmte Hygienemaßnahmen** für die Versorgung mit Material (Beschäftigungsmaterial, Einstreu, Geräte,..) angewendet?
 Ja
 Nein
- VII. BESUCHER UND MITARBEITER:**
69. Werden unbefugte Personen vom Betriebsgelände ferngehalten und müssen sich **Besucher** vor dem Betreten der Stallungen **anmelden**?
 Ja
 Nein
70. Wird ein **Besucherbuch/ eine Besucherliste** (Personen/ Transportmittel) geführt?
 Ja
 Nein
71. Müssen Besucher **schweinefrei** sein, bevor sie den Stall betreten dürfen?
 Ja → 71.1. **wie lange?** _____
 Nein
72. Sind Betriebsleiter und/oder Stallmitarbeiter in ihrer Freizeit **jagdlich aktiv/ Kontakt mit Wildschweinen**?
 Ja → 72.1. danach 48 Stunden kein Schweinekontakt? Ja Nein
 Nein
73. Gibt es eine **Hygieneschleuse** und wird diese von allen Besuchern/Mitarbeitern bei Eintritt in die Stallung genutzt?
 Ja → 73.1.wirkt dies plausibel? Ja Nein
 Nein
74. Kann der Stallbereich **nur über eine Hygieneschleuse betreten** werden?
 Ja
 Nein
75. Gibt es in der Hygieneschleuse eine **klare "Schwarz-Weiß-Trennung"**?
 Ja
 Nein
- 76. Ausstattung:**
 76.1 Waschbecken: Ja Nein
 76.2 Dusche: Ja Nein
77. Muss jeder Besucher **betriebseigene, saubere Kleidung oder Einwegkleidung** tragen und nach Verlassen der Ställe wieder ablegen?
 Ja
 betriebseigene, saubere Kleidung
 Einwegkleidung
 Nein
78. Muss jeder Besucher **betriebseigenes, gereinigtes Schuhwerk** tragen?
 Ja
 Nein
79. Müssen die **Hände** vor Betreten der Stallung **gewaschen und desinfiziert** werden?
 Ja
 Nein
80. Werden **Straßenkleidung/ -schuhe und stalleigene Schutzkleidung/ -stiefel berührungsfrei** voneinander aufbewahrt?
 Ja
 Nein
81. Sind **Desinfektionswannen** direkt am **Eingang** zum Betrieb installiert und werden diese verwendet?
 Ja, aber nicht benutzt
 Ja, werden benutzt
 Nein
82. Wird die Desinfektionslösung regelmäßig und bei **sichtbarer Verschmutzung sofort gewechselt**?
 Ja
 Nein

83. Werden diese hygienischen Maßnahmen auch vom **Betriebsleiter und Personal** durchgeführt?
 Ja
 Nein
 nicht zutreffend/ nicht beurteilbar

84. Betreten im Stall beschäftigte Personen (Betriebsleiter/ Familienmitglieder/ Mitarbeiter) **regelmäßig andere Schweinebetriebe**?
 Ja
 Nein

VIII. GÜLLE UND KADAVER:

85. Wird die **Gülle über die unreine Seite** abtransportiert?
 Ja
 Nein
86. Findet eine **überbetriebliche Nutzung von Güllefässern/ -schläuchen/ -mixern** statt?
 Ja
 → 86.1 Reinigung und Desinfektion bevor auf Betrieb?
 Ja Nein
 nur Reinigung
 Nein
87. Befindet sich auf dem Betriebsgelände eine **Biogasanlage**?
 Ja
 → 87.1 Schweinegülle von anderen Betrieben?
 Ja Nein
 Nein
88. Gibt es eine **Kadavertonne/ Kadaverbehälter**?
 Ja
 Nein
89. Ist die Tonne/ der Behälter auf der **unreinen Seite** installiert?
 Ja
 Nein
90. Ist die Kadavertonne mit dem **TKBA-Wagen** erreichbar, ohne das Betriebsgelände zu betreten/ befahren (z.B. von einer öffentlichen Straße)?
 Ja
 Nein
91. Ist die Kadavertonne **dicht**, so dass Hunde, Katzen und Schädlinge nicht hineinkönnen?
 Ja
 Nein
92. Wird die Tonne nach jeder Abholung **gereinigt und desinfiziert**?
 Ja
 Nein
93. Wird die Kadavertonne/ der Kadaverbehälter **gekühlt**?
 Ja
 Nein

94. Werden **Handschuhe** verwendet oder werden die **Hände** nach Kontakt mit Kadavern **gewaschen und desinfiziert**?
 Immer
 Manchmal
 Niemals

IX. WIRTSCHAFTSSTANDORT:

95. Liegt der Betrieb in einer **schweinedichten Region**? (Schweinedichte durchschnittlich > 300 Schweinen/ km²)
 Ja
 Nein
96. Wie weit ist der **nächste schweinehaltende Betrieb** entfernt (Luftlinie)? _____ km
97. Wie weit entfernt befindet sich der **nächstgelegene Schlachthof/ die nächstgelegene Sammelstelle** (Luftlinie)? _____ km
98. Wie weit ist die **nächstgelegene Hauptverkehrsstraße** entfernt auf der regelmäßig Tiertransporte stattfinden (Luftlinie)? _____ km
99. Wird **Schweinegülle/ Geflügelkot** von anderen Betrieben auf Felder, die in der Nähe (in einem Umkreis von 500 m) Ihres Stalles liegen ausgebracht?
 Ja
 Nein
100. Gibt es **Wildschweine** in dieser Gegend (Radius 10 km)?
 Ja
 Nein
101. Erfüllt die Einfriedung die gesetzlichen Forderungen?
 Ja
 Nein
 → 101.1. Wildschweinsichere Lagerung von Futter und Einstreu? Ja Nein

X. TIERGESUNDHEIT:

102. Wird regelmäßig (mindestens einmal im Jahr) ein **Bestandsmonitoring** zur Feststellung des Gesundheitsstatus der Herde durchgeführt (Blutproben, Schlachthofergebnisse)?
 Ja
 Nein
 nur nach Bedarf
103. Werden **Kümmere** oder **kranke Tiere** von gesund erscheinenden Tieren getrennt und in eine Krankenbucht umgestallt?
 Immer
 Manchmal
 Niemals

104. Stehen die Tiere darin in direktem **Kontakt** zum **Gesamtbestand**?

- Ja
- Nein

105. Werden Tiere aus der Krankenkubik **wieder in die Gruppe integriert**?

- Ja
- Nein

106. Werden **kranke Tiere** immer **nach den gesunden** Tieren versorgt/behandelt?

- Ja
- Nein

107. Werden für jede Altersgruppe **eigene Spritzen** und **Kanülen** verwendet?

- Ja
- Nein

108. Nach wieviel Tieren wird die Kanüle **gewechselt**?

109. **Verluste** während Mast? _____%

110. Durchschnittliche **Tageszunahmen**: _____ g/d

111. Haben Sie **Probleme** mit.....?
(1= überhaupt nicht; 5= großes Problem)

111.1 Kümmern	1	2	3	4	5
111.2 Durchfall	1	2	3	4	5
111.3 Husten	1	2	3	4	5
111.4 Lahmheit	1	2	3	4	5

112. Auffälligkeiten am **Schlachthof**?

113. Aktuelle **Salmonellenkategorie**?

- Kategorie I
- Kategorie II
- Kategorie III

114. **PRRS-Status**?

- positiv - keine Impfung
- positiv - Impfung
- negativ/ unverdächtig
- Status unbekannt

115. Verwenden Sie ein festgeschriebenes **Impfschema** und gehen Sie z. B. bei der Gabe von AB nach einem festen **Behandlungsprotokoll** vor (Zusatzstoffe, Prä- oder Probiotika)?

- Ja
- Nein

116. **Impfungen** Ferkel/ Mastschweine:

	a. Zeitpunkt	b. Impfstoff/ Stamm
<input type="checkbox"/> PRRSV		
<input type="checkbox"/> PCV2		
<input type="checkbox"/> M. hyo		
<input type="checkbox"/> Lawsonien		
<input type="checkbox"/> APP		
<input type="checkbox"/> Influenza		
<input type="checkbox"/> Glaesserella parasuis		
<input type="checkbox"/> Strep. suis		
<input type="checkbox"/> Sonstige:		

117. **Impfungen** Muttersauen:*

	a. Zeitpunkt	b. Impfstoff/ Stamm
<input type="checkbox"/> PRRSV		
<input type="checkbox"/> PCV2		
<input type="checkbox"/> M. hyo		
<input type="checkbox"/> Influenza		
<input type="checkbox"/> Parvo/ Rotlauf		
<input type="checkbox"/> Sonstige:		

118. **Entwurmung:**

- 118.1 Wie oft? _____
- 118.2 Womit? * _____

XI. FAHRZEUGVERKEHR:

119. Schwarz-Weiß-Trennung Fahrzeugverkehr:

- 119.1. Gülleabtransport:
 - schwarz weiß
- 119.2. TKBA:
 - schwarz weiß
- 119.3. Futtermittellieferanten:
 - schwarz weiß
- 119.4. Spermaanlieferung: *
 - schwarz weiß nicht zutreffend
- 119.5. Tiertransport:
 - schwarz weiß nicht zutreffend

XII. EINDRÜCKE VOR ORT:

120. Abschließende Bewertung der Eindrücke am Betrieb (1= sehr gut, 5= äußerst mangelhaft)*

- 120.1. Gesamteindruck Ordnung und Sauberkeit: _____
- 120.2. Ordnung und Sauberkeit Hygieneschleuse: _____
- 120.3. Ordnung und Sauberkeit Stallgänge: _____
- 120.3. Bewusstsein und Verständnis zum Thema Biosicherheit: _____

XIII. ANGABEN ZUR PROBENNAHME:

- 121. Anzahl Schweine/ Bucht: * _____
- 122. Anzahl beprobte Buchten: * _____
- 123. Schweine im Abteil: * _____

Anmerkung: mit * markierte Fragen flossen nicht in die Auswertung ein

XII. DANKSAGUNG

An erster Stelle gilt mein besonderer Dank Frau Dr. Susanne Zöls für die Überlassung dieses aktuellen und relevanten Themas. Deine fachliche Unterstützung, wertvollen Ratschläge und motivierenden Worte waren eine große Hilfe auf diesem Weg. Auch bedanke ich mich bei Herrn Prof. Dr. Mathias Ritzmann für die Möglichkeit an der Klinik für Schweine zu promovieren, an der Klinik zu arbeiten und mich hier fachlich weiterbilden zu können.

Ebenso danke ich allen Mitarbeitern und Mitarbeiterinnen sowie Doktorandinnen der Klinik für Schweine für die schöne und lehrreiche Zeit in Oberschleißheim. Besonders danke ich Sarah Ladurner für die Unterstützung bei den zahlreichen Betriebsbesuchen und die damit verbundenen amüsanten Autofahrten. Auch Dir, Kristin Grau möchte ich von Herzen für Deine stets positive Art und Deine guten Ratschläge bedanken. Danke Katrin Jankowitsch, dass wir uns in den Monaten vor der Abgabe gegenseitig so gut unterstützt und motiviert haben.

Ein herzliches Dankeschön geht an alle Erzeugergemeinschaften für die Unterstützung bei der Organisation der Studienbetriebe und die Entgegennahme der zahlreichen Erinnerungsanrufe. Ein besonderer Dank gilt natürlich den Betriebsleiterinnen und Betriebsleitern für ihre Teilnahme an der Studie. Ohne Euch wäre die Durchführung in dieser Form nicht möglich gewesen.

Bedanken möchte ich mich auch bei meinen Kolleginnen und Kollegen der Tierarztpraxis Geisenhausen. Vielen Dank, dass Ihr mich beim Berufseinstieg so großartig unterstützt habt und wir gemeinsam die Begeisterung für die Nutztiermedizin teilen können. Die Arbeitstage in der Praxis haben mir auch in schwierigen Phasen der Doktorarbeit immer wieder Kraft und Motivation gegeben.

Mein größter Dank gilt meiner Familie, die mir das Studium der Tiermedizin ermöglicht hat und auch während der Promotion immer an mich geglaubt hat. Ohne Euch wäre ich heute nicht da, wo ich bin. Ein herzliches Dankeschön dafür!