

Salmonellen beim Schwein

Beratungsempfehlungen der Schweinegesundheitsdienste

**Nachdruck und Vervielfältigung-auch auszugsweise-
sowie Weitergabe mit Zusätzen, Aufdrucken oder
Aufklebern nur mit Genehmigung der Verfasser gestattet**

6. Auflage (2023)

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

Vorwort zur 6. Auflage (2023)

Gemäß der Schweine-Salmonellen-Verordnung vom 13. März 2007 ist jeder Schweinehalter mit mehr als 50 Mastplätzen verpflichtet, seinen Schlachtschweinebestand nach einem festgelegten Schlüssel auf Antikörper gegen Salmonellen untersuchen zu lassen. In allen QS-angeschlossenen Schweinemastbetrieben findet solch ein Monitoring bereits seit 2003 statt.

Sowohl im QS-Salmonellenmonitoring als auch in der Schweine-Salmonellen-Verordnung ist festgelegt, dass landwirtschaftliche Betriebe mit hohem Salmonelleneintragsrisiko (Kategorie III) unter Hinzuziehen des betreuenden Tierarztes sicherstellen, dass unverzüglich

- bakteriologische und epidemiologische Untersuchungen auf Salmonellen durchgeführt werden, um die Ursache des Salmonelleneintrages zu ermitteln und
- effektive Maßnahmen zur Verminderung der Salmonellenbelastung ergriffen werden.

Die Erfahrung der SGDs zeigt, dass für eine erfolgreiche Salmonellenbekämpfung auch der Ferkelerzeuger und ggf. dessen Jungsauenlieferant in die Maßnahmen mit einbezogen werden müssen. Die SGDs haben dies in den letzten Jahren intensiv getan. Mit dem Jahreswechsel 2019/2020 gab es einen deutlichen Rückgang der Zahl der Kategorie III-Betriebe in Deutschland. Das lässt hoffen, dass damit die einzelbetrieblichen Erfolge nun auch bundesweit in Zahlen wiederzufinden sind.

Die Nachfrage nach einer kompetenten Salmonellenberatung hat in den letzten Jahren sowohl bei den Schweinegesundheitsdiensten als auch bei den bestandsbetreuenden Haustierärzten deutlich zugenommen. Damit einhergehend gibt es inzwischen eine kaum noch überschaubare Flut von Beratungsempfehlungen, die es immer schwerer machen, die Spreu vom Weizen zu trennen.

Mehr und mehr gibt es Forderungen aus Politik und landwirtschaftlichen Berufsvertretungen nach bundeseinheitlichen Salmonellenreduzierungsprogrammen bzw. einheitlichen und objektiv begründeten Beratungsempfehlungen.

Um dieser Forderung nachzukommen hat die SGD-Arbeitsgruppe „Salmonellen“ die hier vorliegende Broschüre erarbeitet, die einerseits als Grundlage für eine einheitliche Salmonellenberatung dienen soll, andererseits Freiraum für regionale und auch betriebspezifische Besonderheiten lässt. Insbesondere geht es in diesem SGD-Salmonellenpapier darum, die bereits bestehenden und bewährten Beratungsempfehlungen zu bündeln und den tierärztlichen sowie landwirtschaftlichen Beratern ein Konzept für eine planmäßige Beratung aufzuzeigen.

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

Salmonellen beim Schwein

Beratungsempfehlungen der Schweinegesundheitsdienste

Ausarbeitung der SGD – Arbeitsgruppe „Salmonellen“

Aktuelle AG-Mitglieder:

C. Holling	SGD – Niedersachsen
L. Jahn	SGD - Niedersachsen
O. Hornstein	SGD - Baden-Württemberg
A. Cechini	SGD Hessen
A. Rostalski	SGD –Bayern
K.-H. Schulz	SGD – Mecklenburg-Vorpommern
T. Schulze-Horsel	SGD – Nordrhein-Westfalen
P. Schwödiauer	SGD – Thüringen
D. Haser	SGD - Sachsen
Extern: Thomas May	QS Qualität und Sicherheit GmbH, Bonn

Die Literaturhinweise können bei den jeweiligen Verfassern angefordert werden.

Inhaltsverzeichnis

1	Salmonellen beim Schwein – Einleitung	- 2 -
2	Salmonellen-Serovare und ihre klinische Bedeutung	-4-
3	Salmonellenberatung – Ablaufplanung	- 4 -
3.1	Problembewusstsein schaffen	- 8 -
3.2	Analyse der vorhandenen Betriebs- und Befunddaten	- 10 -
3.3	QS - Salmonellenmonitoring	- 15 -
4	Möglichkeiten der Untersuchung auf Salmonellen	- 19 -
4.1	Direkter Nachweis – Bakteriologische Untersuchung	- 19 -
4.2	Systematische Bestandsuntersuchung mittels Sockentupfern	-22-
4.3	Indirekter Nachweis - serologische Untersuchungen	- 25 -
5	Der Effekt des Darm-Mikrobioms	- 27 -
6	Erstellung eines Maßnahmenkataloges	-31-
6.1	Reinigung und Desinfektion	- 32 -
6.2	Futter- und Tränkwasserhygiene	- 36 -
6.3	Diätetische Maßnahmen	- 40 -
6.4	Bekämpfung von Schadnagern	- 44 -
6.5	Bekämpfung von Schadinsekten:	- 48 -
6.6	Impfung gegen <i>Salmonella</i> Typhimurium -Infektionen des Schweines	- 53 -
6.7	Salmonellen und Antibiotika	- 59 -
7	Maßnahmen in Ferkelerzeugerbetrieben	- 61 -
	Anhang:	- 63 -
a.	Beispiele für Erstbeprobung und Interpretation von Befundergebnissen	- 63 -
b.	Ihre Ansprechpartner bei den Schweinegesundheitsdiensten	- 74 -

1 Salmonellen beim Schwein – Einleitung

H. Niemeyer, U. Gebele, A. Rostalski (SGD – Bayern)

Die Salmonellose des Menschen wird nach dem Infektionsschutzgesetz amtlich überwacht und stellt nach der Campylobacteriose die zweithäufigste meldepflichtige bakterielle gastrointestinale Infektionskrankheit des Menschen dar. Normalgesunde Erwachsene zeigen nicht unbedingt deutliche klinische Symptome, daher wird von einer erheblich größeren Dunkelziffer an Salmonellen-Infektionen ausgegangen.

Als Hauptursache humaner Salmonelleninfektionen gelten kontaminierte Lebensmittel tierischen Ursprungs. Besonders riskant ist hierbei der Verzehr roher oder nicht durcherhitzter Produkte aus Hühner-, Geflügel-, Schweine- oder Rindfleisch zu sehen. Die Nichteinhaltung von Kühlketten lässt die Fallzahlen besonders in den Sommermonaten ansteigen. Auch Kreuzkontaminationen während der Verarbeitung aufgrund „schlechter Küchenhygiene“ kommen regelmäßig vor.

Die bei Humanerkrankungen am häufigsten nachgewiesenen Salmonellen-Serovare *S. Typhimurium* und *S. Enteritidis* führen bei unseren Hausschweinen nur selten zu klinischen Erkrankungen. Schweine bleiben nach Infektion allerdings latente Träger und scheiden besonders unter Stress immer wieder Salmonellen mit dem Kot aus. Somit wird die Umgebung der Tiere kontaminiert und es kommt zu Keimverschleppung und weiteren Infektionen. Besonders gefürchtet ist der unbemerkte Eintrag von Salmonellen in die Schlachtkette und die Verteilung von dort in gebrauchsfertige und genussfähige Lebensmittel. Daher hat die EU 2003 eine Verordnung mit „Maßnahmen zur Bekämpfung und Überwachung von Salmonellen auf allen Stufen, insbesondere auf der Ebene der Primärproduktion“ beschlossen, in deren Folge 2007 in Deutschland die „Schweine-Salmonellen-Verordnung“ verabschiedet wurde. Mastbestände ab 50 Mastplätzen sind gesetzlich zu regelmäßigen serologischen Untersuchungen auf Salmonellen verpflichtet. Die laut EU-Richtlinie vorgesehene Untersuchungspflicht für Zuchtsauenbestände wird bislang nicht umgesetzt.

Die Überwachung der Schweinemast erfolgt im Wesentlichen durch Untersuchung von Fleischsaftproben auf Salmonellen-Antikörper, die während der Schlachtung nach festem Probenschlüssel entnommen werden. In Einzelfällen dürfen auch Blutproben zur Statusermittlung von Tieren ab 14 Tagen vor dem Schlachttermin auf Antikörper untersucht werden. Das Vorhandensein von messbaren Salmonellenantikörpern deutet auf einen Kontakt zu Salmonellen während der Mastperiode hin. Anhand des prozentualen Anteils positiver Proben wird der Bestand in eine der drei verschiedenen Risiko-Kategorien eingestuft. Tiere aus der höchsten Risiko-Stufe III sollten nur separat zur Schlachtung transportiert und erst am Ende des Schlachttages geschlachtet werden. Mittlerweile gibt es Schlachthöfe, die die Annahme von Tieren aus Kategorie III-Betrieben komplett verweigern oder pauschal 2-5 Ct. pro kg Fleisch abziehen, weil die Verarbeitung des Fleisches nur noch in bestimmten Segmenten erfolgen kann.

Betriebe der Kategorien 2 und 3 sind gemäß Schweine-Salmonellen-Verordnung gesetzlich dazu verpflichtet, in ihrem Bestand eine Risikoanalyse durchzuführen und geeignete Maßnahmen zur Reduktion der Salmonellenprävalenz zu ergreifen. Dabei liegen die Durchführung der Untersuchungen sowie die eventuell erforderlichen Maßnahmen zur Bekämpfung in der Verantwortung des Tierhalters.

Die Ursachen einer erhöhten Salmonellenprävalenz im Bestand können vielfältig sein und variieren individuell stark. Zur Ermittlung der relevanten Faktoren ist eine gründliche Analyse der inneren und äußeren Biosicherheit wichtig, die mit gezielter Labordiagnostik begleitet werden muss. Auf Basis dieser Ergebnisse wird ein betriebsindividueller Bekämpfungsplan festgelegt, dessen Einhaltung und Erfolg in entsprechenden Zeitintervallen überprüft, bzw. nachkorrigiert werden muss, wenn sich zielbestimmende Faktoren zwischenzeitlich ändern.

Die Tierärzte der Schweinegesundheitsdienste sind mit dieser Thematik vertraut und können auf mittlerweile jahrzehntelange Erfahrung in der Salmonellenbekämpfung bei Schweinebeständen zurückgreifen. Diese Erfahrungen bilden das Grundgerüst dieser Broschüre. Sie soll Schweinehaltern, Tierärzten und anderen in der landwirtschaftlichen Beratung tätigen Personen als umfassende Beratungsgrundlage und Hilfestellung bei den üblicherweise auftretenden Problemen dienen.

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

2 Salmonellen-Serovare und ihre klinische Bedeutung

A. Cechini (SGD Hessen)

Salmonellen-Serovare und ihre klinische Bedeutung

Einteilung und Benennung

„Salmonelle ist nicht gleich Salmonelle!“ – Salmonellen sind weltweit verbreitete Gram-negative Bakterien aus der [Familie](#) der [Enterobakterien](#) (*Enterobacteriaceae*). Die Gattung unterteilt sich in die zwei Arten, *Salmonella (S.) enterica* und *S. bongori*, wobei Erstere wiederum in sechs Subspezies unterteilt ist. Allein in der Untergruppe der Subspezies I (*S. enterica subsp. enterica*) finden sich ca. 1.500 sogenannte Serovare. Als Serovare bezeichnet man Untergruppen unterhalb der Spezies- oder Subspeziesebene von Bakterien oder Viren, die sich serologisch, also mittels immunologischer Methoden, voneinander unterscheiden lassen. Sie entsprechen unterschiedlichen Subtypen. Der Einfachheit halber werden die vollständigen Bezeichnungen bei den Salmonellen oft nicht vollständig ausgeschrieben (zum Beispiel *Salmonella enterica subsp. enterica* Serovar Typhimurium), sondern auf Gattungsnamen und die Serovar mit einem Großbuchstaben beginnend verkürzt (*Salmonella* Typhimurium), bzw. über ihre Antigenformel (bspw. für *S. Typhimurium* 4,[5],12:i:1,2) anhand ihrer immunologischen Eigenschaften nach dem White-Kauffmann-Le Minor-Schema benannt. Inzwischen sind über 2.600 solcher Serovare bekannt.

Klinische Erscheinungsformen bei Menschen

Da Salmonellen Toxine bilden und aus dem Darm in das Lymphgefäßsystem und weiter in die Blutbahn eindringen können, gibt es verschiedene Erkrankungsformen, die bei Menschen eine Rolle spielen: die typhöse Form und die enteritische Form.

Die typhöse Form wird durch die an den Menschen angepassten Serovare *S. Typhi* und *S. Paratyphi* verursacht. Die Erkrankungen werden Typhus abdominalis bzw. Paratyphus genannt. Sie zeichnen sich anfangs weniger durch Verdauungsstörungen als vielmehr durch ansteigendes hohes Fieber, Beeinträchtigungen des Allgemeinbefindens und – in unbehandelten Fällen – durch Blutvergiftungen und Todesfälle aus. Gastrointestinale Symptome kommen hinzu. Dank wesentlicher Verbesserungen in der Hygiene konnten Erkrankungen in Deutschland zurückgedrängt werden, sie behalten jedoch eine Bedeutung im Zusammenhang mit Reiseaktivitäten oder als wesentliche Krankheits- und Todesursache in weiten Teilen der Erde. Die Tierhaltungen spielen als Reservoir oder bei der Übertragung von *S. Typhi* glücklicherweise keine Rolle, *S. Paratyphi* B kommt hingegen nicht selten zum Beispiel in der Geflügelhaltung vor

Bei der zweiten, enteritischen Form, sieht es anders aus. Werden Erreger von immunkompetenten Menschen aufgenommen, verläuft eine Infektion in der Regel klinisch inapparent. Doch kommt es zur Erkrankung, geht diese typischerweise bei Mensch und Tier mit heftigen gastrointestinalen Symptomen wie Diarrhö einher. Eine Erkrankung wird dann als Salmonellose bezeichnet. Sie lässt sich nicht sicher auf einzelne Serovare eingrenzen, weshalb prinzipiell alle Salmonellen als potenziell humanpathogen eingestuft werden. Die Salmonellose stellt eine klassische Lebensmittelinfektion

dar, da meist die orale Aufnahme erregerehaltiger Speisen zur Infektion führt. Landwirtschaftliche Nutztiere wie Geflügel, Schweine und Rinder fungieren dabei als Hauptreservoir, und die daraus erzeugten tierischen Nahrungsmittel bieten den vorrangigen Übertragungsweg. Die geringe Wirtsspezifität einiger Serovare sorgt dabei für einen mühelosen Wechsel zwischen Tier und Mensch und umgekehrt. Salmonellose werden somit als Zoonose bezeichnet, wobei ihr Potenzial als reverse Zoonose ebenfalls zu beachten ist.

Salmonellen im Schweinebestand und der Zusammenhang mit Humaninfektionen

Mit überwiegender Mehrheit dominiert *S. Typhimurium* das in der Regel subklinische Geschehen in Schweinebeständen. In einer Grundlagenstudie des Bundesinstituts für Risikobewertung (BfR) aus dem Jahr 2008 zur Erhebung der Prävalenz von Salmonellen in Mastschweinen entfielen 55,2 % aller positiven Befunde auf *S. Typhimurium*, mit gewissem Abstand folgten andere Salmonellen der Gruppe B (19,9 %; meist monophasische *S. Typhimurium*-Variante), *S. Derby* (8,95 %), *S. Enteritidis* (3 %) und *S. Infantis* (2,5 %) sowie insgesamt 18 weitere Serovare. Nicht selten kommt es außerdem vor, dass in einem Schweinebestand mehrere Serovare gleichzeitig nachgewiesen werden. Da Schweine größtenteils keine Klinik entwickeln oder, falls es doch zur Erkrankung kommt, unspezifische Symptome wie Durchfall und Fieber zeigen, ergeben sich keine Anhaltspunkte für eine klinische Unterscheidung der Serovare.

Eine Sonderrolle nehmen *S. Choleraesuis* und *S. Typhisuis* ein. Diese Erreger sind an das Schwein angepasst und lösen in ihm schwerwiegende Erkrankungen aus. Auch der Mensch kann sich mit *S. Choleraesuis* infizieren, allerdings selten. Bei Schweinen treten vorrangig Fieber und Apathie auf, bei Infektionen mit *S. Choleraesuis* können zusätzlich auch Atemwegssymptome, Zyanosen und Aborte beobachtet werden. In seltenen Fällen kommt es auch zu zentralnervösen Störungen. Schwer verlaufende Blutvergiftungen (Septikämien) führen zu Schäden an den Organen bis hin zum Tod. Im Fall einer chronischen Manifestation können auch die Gelenke betroffen sein. Infektionen mit *S. Typhisuis* verlaufen etwas milder. Infizierte Tiere zeichnen sich durch andauernden Durchfall und Kümern aus. Im Dickdarm liegen dann chronische Entzündungen (ulzerativ bis nekrotisierend) vor, die Lymphknoten weisen mit der Zeit Verkäsungen auf, aber auch die Lunge kann betroffen sein. Die Diagnostik sollte sich in diesen Fällen bei Verdacht auf erkrankte und verstorbene Tiere konzentrieren, da die Erkrankungsrate relativ gering ist.

Finden Salmonellen einen Eintrag in die Lebensmittelkette und werden daraus Produkte hergestellt, die keine keimreduzierende Behandlung erfordern, können Erkrankungen bei Menschen die Folge sein. Salmonellose bei Menschen zählt zu den meldepflichtigen Krankheiten gemäß § 6 des Infektionsschutzgesetzes, weshalb Erkrankungsfälle dem Gesundheitsamt gemeldet und vom Robert Koch-Institut (RKI) erfasst werden. Meist handelt es sich dabei um Infektionen mit *S. Enteritidis*, welche eher in Zusammenhang mit Geflügelprodukten stehen, und *S. Typhimurium*, welche eher auf unzureichend erhitzte Produkte unterschiedlicher Tierarten zurückgeführt werden können. Zum Beispiel meldete das RKI für 2020 in seinem Infektionsepidemiologischen Jahrbuch insgesamt 8.743 humane Infektionen der enteritischen Form, wobei für 6.012 Fälle auch die Serovar übermittelt wurde. Dabei

sind *S. Enteritidis* mit 2.225 Nennungen und *S. Typhimurium* (inklusive der monophasischen Variante) mit 2.231 Nennungen vorherrschend und gleichauf. *S. Infantis* (230 Nennungen), *S. Muenchen* (133 Nennungen), *S. Derby* (103 Nennungen), *S. Brandenburg* (78 Nennungen) und *S. Bovismorbificans* (63 Nennungen) schließen sich an. Zu beachten ist, dass von einer hohen Dunkelziffer ausgegangen werden muss. Das BfR schätzt, dass die Meldungen nur 10 bis 20 % der tatsächlichen Erkrankungsfälle repräsentieren.

Demgegenüber stehen die nachgewiesenen Serovare in Lebensmitteln. Für Schweinefleisch liegen Daten des Nationalen Referenzlabors für Salmonella am BfR aus dem Jahr 2016 vor. Sie zeigen folgende Verteilung: Spitzenreiter ist auch hier *S. Typhimurium* (inklusive der monophasischen Variante) mit 48,5 %, gefolgt von *S. Derby* mit 12,8 %, danach *S. enterica* subsp. *enterica* Rauform mit 12,5 % und Salmonellen der Gruppe O:9 (D1) mit 4,3 %.

Weitere Analysemethoden

Möchte man die Infektionsquelle ausfindig machen, müssen diese Informationen in Verbindung gesetzt werden. Dabei helfen heutzutage moderne Untersuchungsmethoden wie zum Beispiel Ganzgenomanalysen, welche epidemiologische Zusammenhänge und Transmissionsketten aufzeigen. Damit ist man in der Lage, die beteiligten Isolate genau zu vergleichen, wenn beispielsweise Proben erkrankter Personen miteinander und mit Funden aus Lebensmitteln, Tierbeständen oder Tierfutter verglichen werden. So lassen sich einzelne Isolate zu klonalen Linien (sogenannten Clustern) gruppieren und auf diese Weise Infektionszusammenhänge aufklären. Zum Beispiel konnte die Agentur für Gesundheit und Ernährungssicherheit GmbH aus Österreich erstmals im Jahre 2010 humane *S. Mbandaka*-Infektionen in Österreich vom Ei über das Huhn bis hin zu kontaminiertem Soja aus Italien zurückverfolgen oder in 2017 gelang es, Infektionen mit *S. Bovismorbificans* in den Niederlanden in Verbindung mit Schinken eines bestimmten Herstellers aus Belgien zu bringen (Quelle: „Outbreak of Salmonella Bovismorbificans associated with the consumption of uncooked ham products, the Netherlands, 2016 to 2017“, Eurosurveillance 2018). Ein weiteres bekanntes Beispiel für kontaminierte Futtermittel aus den Jahren 2017 und 2018 geht auf ein Werk in Straubing zurück. Funde von *S. Agona* in Soja- und Rapsextraktionsschroten beziehungsweise daraus hergestellten Futtermitteln führten zu umfangreichen Rückrufaktionen und Meldungen über das Europäische Schnellwarnsystems für Lebensmittel und Futtermittel (RASFF). Betroffen waren neben 13 Bundesländern Deutschlands weitere sieben Länder Europas. Wenige Wochen später wurde aus dem gleichen Werk ein Fund von *S. Infantis* gemeldet, der nach Einschätzung der Behörden nicht in Zusammenhang mit dem vorherigen Fall steht, aber ebenfalls möglicherweise Salmonellen in Umlauf brachte. Dieses Szenario zeigt eindrucksvoll mit welcher Geschwindigkeit sich Salmonellen unbemerkt ausbreiten können. Trotzdem lässt sich in den meisten Fällen die Eintragsquelle in Tierhaltungen nicht sicher bestimmen, ebenso ein Nachweis entlang der gesamten Lebensmittelkette, weshalb Vorsichtsmaßnahmen auf allen Ebenen zu beachten sind.

Des Weiteren sind Infektionen durch pflanzliche Nahrungsmittel nach deren Kontamination als Auslöser von Salmonellosen bei Menschen bekannt. Exemplarisch stehen hierfür *S. Newport*-Infektionen aus 2011 in Deutschland nach dem Verzehr von Mungobohnensprossen oder in einem anderen

Fall von Wassermelonen (beschrieben unter anderem im Epidemiologischen Bulletin des RKI, Ausgabe 5 aus 2012), sowie ein Fall von Infektionen unter Beteiligung mehrerer Serovare (*S. Mbandaka*, *S. Havana*, *S. Orion*, *S. Amsterdam*, *S. Senftenberg* und *S. Kintambo*) in verschiedenen europäischen Ländern durch den Verzehr von Sesamprodukten, welcher im Oktober 2021 durch die Europäische Behörde für Lebensmittelsicherheit veröffentlicht wurde.

3 Salmonellenberatung – Ablaufplanung

J. Schulte-Wülwer, C. Holling (SGD – Niedersachsen)

Bei der Gesundheitsberatung in unseren Tierbeständen zeigt sich immer wieder, dass nur dann nachhaltige Verbesserungen zu erwarten sind, wenn die Beratungen systematisch angegangen werden und alle Beteiligten vom Sinn der eingeleiteten Maßnahmen überzeugt sind. Gerade bei der Salmonellenberatung ist ein strategisches und planmäßiges Vorgehen unverzichtbar und die erste Voraussetzung für einen Beratungserfolg. Die folgende Aufstellung (Abb. 1) zeigt einen möglichen Ablaufplan einer Salmonellenberatung:

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der Deutschen Schweinegesundheitsdienste

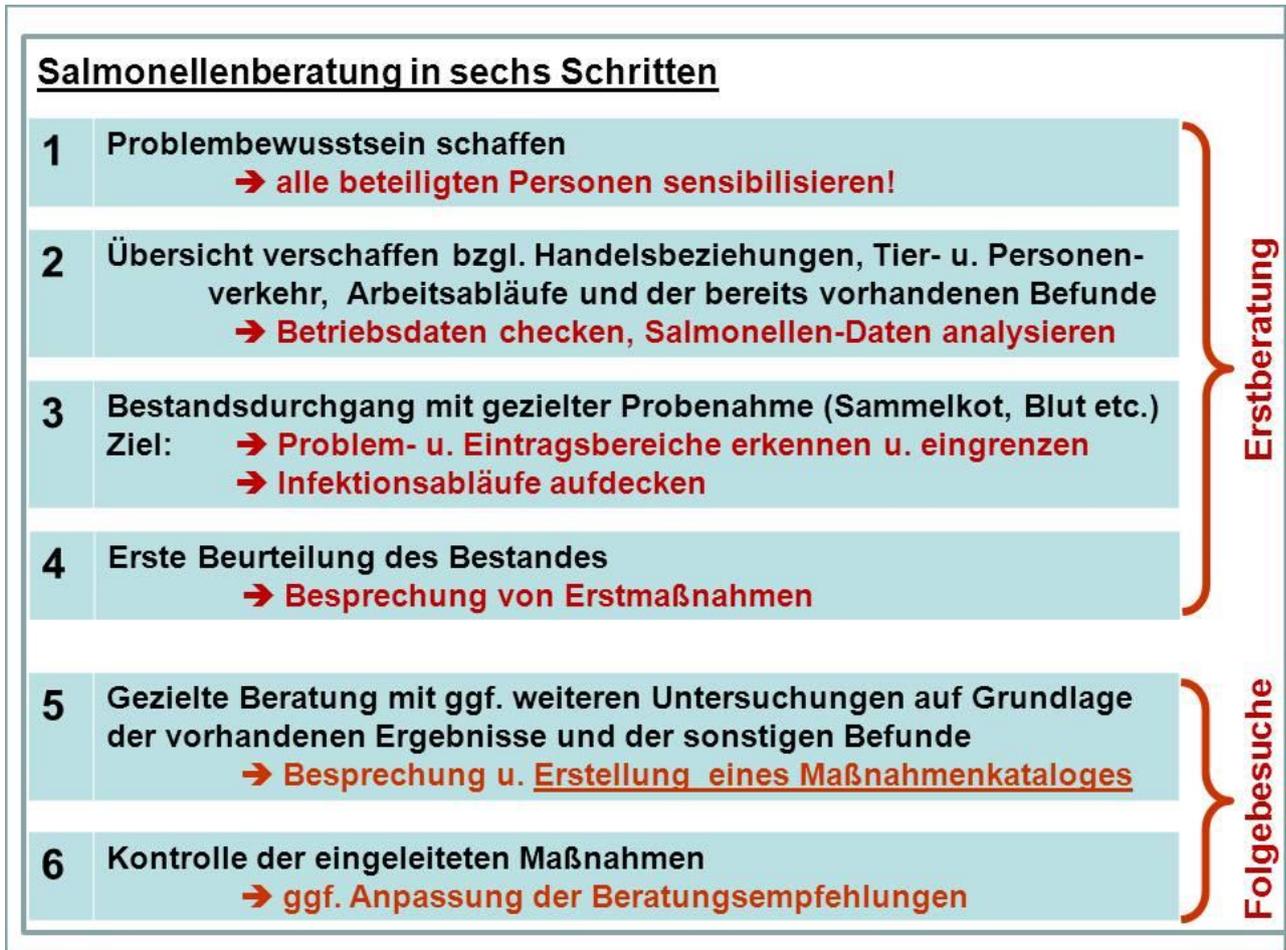


Abb. 1: Ablaufplan einer Salmonellenberatung

Jeder Bestand ist anders gelagert. Alle Empfehlungen müssen daher individuell unter Berücksichtigung der jeweiligen besonderen Verhältnisse erfolgen. Am Anfang jeder Beratung steht eine ausführliche Betriebs- und Problemanalyse. Hierbei macht sich der Berater mit den betrieblichen Begebenheiten vertraut. Erst danach können gezielte Beprobungen und betriebsindividuelle Maßnahmen erarbeitet werden.

3.1 Problembewusstsein schaffen

T. Schulze-Horsel (SGD – Nordrhein-Westfalen)

Eine erhöhte Rate positiver Salmonellenbefunde im Fleischsaft-ELISA bedeutet, dass die Schweine sich mit Salmonellen auseinandergesetzt haben. Das heißt nicht, dass die Schweine krank sind. Vielmehr werden Schweine, die sich mit Salmonellen infizieren, in der Mehrzahl der Fälle zu symptomlosen Trägern und Ausscheidern der Erreger.

Fleischhygienerechtlich wichtig ist, dass ein Schwein, das Antikörper gegen Salmonellen gebildet hat, nicht zwangsläufig zum Zeitpunkt der Schlachtung noch infiziert sein muss. Also darf es als Lebensmittel verarbeitet werden.

Obwohl in der Diskussion um Salmonellenbelastung von Schweinebeständen sehr viel von Hygiene gesprochen wird, kann eine erhöhte Salmonellenbelastung der Schweine in sehr sauber geführten Betrieben ebenso vorkommen wie in hygienisch problematischen Betrieben. Es besteht hier also kein Anlass zur Scham, sondern das Problem sollte mit dem Tierarzt vor Ort angesprochen werden, damit notwendige Maßnahmen eingeleitet werden können.

Andererseits ist dies kein Grund bei der Umsetzung von hygienischen Maßnahmen die Hände in den Schoß zu legen, denn diese Maßnahmen sind ein wichtiger Baustein, um den Keimdruck in einem Bestand zu reduzieren.

Es gibt vielfältige Eintragswege für die Salmonellen, aber der häufigste Eintragsweg ist der über zugekaufte Tiere: Mastferkel, Jungsauen, Eber.

Weitere Eintragswege, über die Salmonellen in einen Bestand eingeschleppt werden können, sind Schadnager sowie Hunde und Katzen, wenn diese ungehinderten Zugang zum Tierbereich im Stall haben. Auch Viehfahrzeuge und deren „Besatzung“ kommen als Eintragsquelle infrage, wenn nicht sauber gereinigt und desinfiziert wurde oder der Fahrer ohne betriebseigene Schutzkleidung zwischen Fahrzeug und Stallinnerem hin und herläuft. Insekten, die sich in der Gülle entwickeln und sich im Tierbereich aufhalten und Gerätschaften (Schaufeln, Besen, Treibbretter), die im Stall benutzt werden, können zur Verschleppung der Infektion im Bestand beitragen. Auch sämtliche Personen, die zum Stall Zutritt haben, sind potentielle Eintragsquellen.

Futter kann ebenfalls ein möglicher Eintragsweg sein. Zwar sind die Ausgangskomponenten des Futters in der Regel unbedenklich, aber während Transport und Lagerung bestehen vielfältige Möglichkeiten der sekundären Kontamination mit Salmonellen.

Ein Hauptziel der tierärztlichen Untersuchungen im Bestand ist es, die relevanten Eintragswege herauszufinden, um diese dann zu unterbinden. Darüber hinaus geht es darum, die Aufrechterhaltung der Infektion zu unterbrechen und die Abwehr der Tiere zu verbessern.

Salmonellose beim Schwein ist eine meldepflichtige Erkrankung. Zur Meldung verpflichtet ist das feststellende Labor. Gemeldet wird der betroffene Betrieb mit Namen und Adresse an das zuständige Veterinäramt.

Auf die Meldepflicht der Salmonellenerkrankung beim Schwein muss hingewiesen werden.

Eine Meldung erfolgt durch das Labor, wenn kulturell aus Proben vom Schwein Salmonellen nachgewiesen werden. Spätestens wenn salmonellenverdächtige Kulturen vom nationalen Referenzlabor bestätigt worden sind, muss eine Meldung erfolgen. Die Meldung erfolgt mit namentlicher Nennung des betroffenen Betriebes an das zuständige Veterinäramt. Da die Salmonelleninfektion eine Zoonose ist, sind die Veterinärämter gehalten, nicht nur Statistiken zu führen, sondern sich um betroffene Betriebe zu kümmern. Heikel daran ist, dass das unter Berufung auf Fleischhygienerecht geschieht (VO 853/2004 EG).

Dort steht, dass Tiere, die Krankheitssymptome zeigen oder die aus Beständen stammen, die bekanntermaßen mit Krankheitserregern kontaminiert sind, die für die öffentliche Gesundheit von Belangen sind, nur nach Genehmigung durch die zuständige Behörde zum Schlachthof transportiert werden dürfen. In den Veterinärämtern besteht teilweise eine uneinheitliche Auffassung darüber, wie mit positiven Ergebnissen umgegangen werden soll. Werden Betriebsleiter vom Veterinäramt angesprochen, so sollten sie unbedingt darauf hinweisen, dass die Proben im Rahmen des Salmonellenmonitorings gezogen wurden und dass keine Schweine klinisch erkrankt sind, also keine Salmonellose vorliegt. Denn dies ist für viele Veterinärämter das Kriterium zu handeln.

Wenn neben den Schweinen auch Rinder gehalten werden, muss auf die Anzeigepflicht der Salmonellose beim Rind und auf die Gefahr einer Verschleppung der Salmonellen aus dem Schweine- in den Rinderbereich hingewiesen werden. Um dem entgegenzuwirken sind besondere Hygienemaßnahmen erforderlich:

- Falls möglich personelle Trennung der Betreuung von Schweinen und Rindern
- getrennte Schutzkleidung (Overall + Gummistiefel) in verschiedenen Farben für Rinder und Schweine
- immer gründliches Händewaschen vor dem Melken und Kälberfüttern
- Tragen von Einweghandschuhen beim Melken und Kälberfüttern

Alle angesprochenen Maßnahmen, die durch eine Verbesserung der Hygiene im Betrieb und durch Verbesserung der Darmstabilität den Salmonellendruck im Bestand reduzieren, haben gleichzeitig auch positive Auswirkungen auf die allgemeine Gesundheit der Schweine. Durch diese positiven Nebenwirkungen rechnet sich der Aufwand für solche Maßnahmen im Betrieb sehr schnell.

3.2 Analyse der vorhandenen Betriebs- und Befunddaten

J. Schulte-Wülwer, C. Holling (SGD – Niedersachsen)

Neben der allgemeinen Betriebs- und Problemanalyse muss am Anfang jeder Salmonellenberatung immer eine Analyse der bereits vorhandenen Befunde stehen. So ist es wichtig zu eruieren, ob die Salmonellenantikörper über längere Zeit gleichmäßig ausgeprägt sind oder erst im Laufe der letzten Monate angestiegen sind. Immer wieder auftretende einzelne Peaks können z.B. darauf hinweisen, dass es sich um ein periodisch wiederkehrendes Problem handelt. Eventuell treten die erhöhten Salmonellenantikörpergehalte nur bei Ausstallung aus bestimmten Mastbereichen auf. Auch anhand der Einzelergebnisse (OD%-Werte) aus dem QS-Salmonellen-Monitoring (Datenbank Qualiproof) lassen sich häufig Infektionsverläufe und Infektionsintensitäten erkennen und gegebenenfalls betriebspezifische Problemzeiten bzw. Problemzonen aufdecken (siehe Beispiel in Abb. 2). Dabei muss berücksichtigt werden, dass zwischen Infektionsbeginn und erhöhter Antikörperprävalenz bei Schlachtschweinen in der Regel mehrere Wochen oder sogar Monate vergehen.

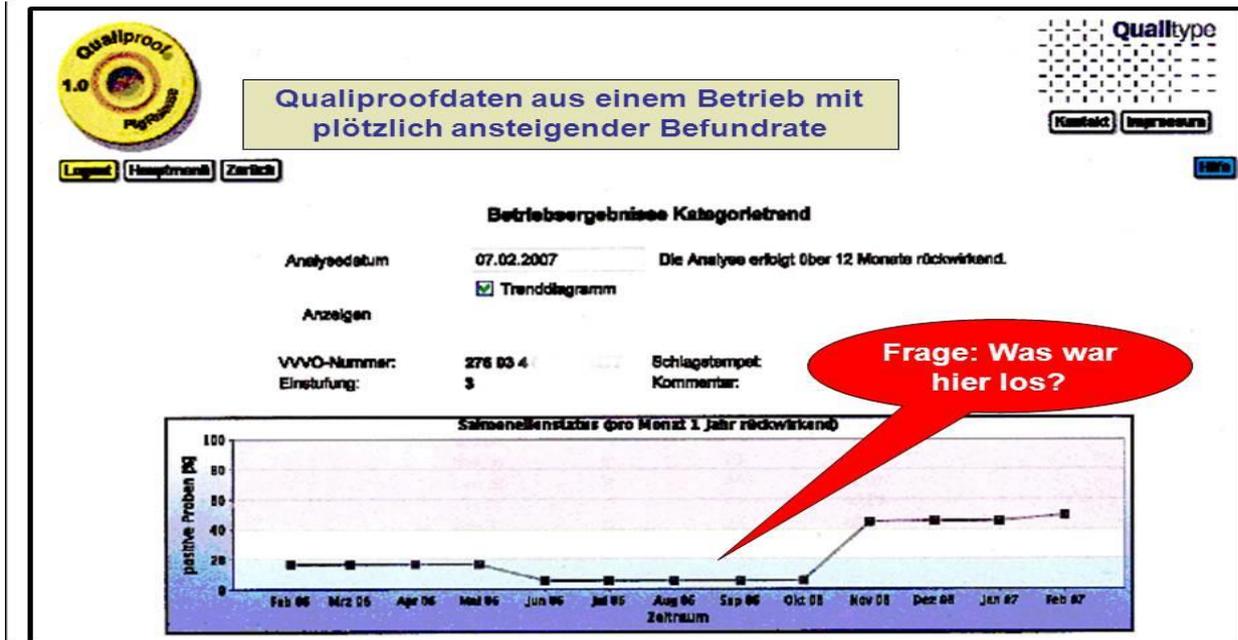


Abb. 2: Beispiel für Anstieg der Salmonellenprävalenz im November nach Wechsel der Ferkelherkunft im Sommer.

Soweit dem Tierarzt der Betrieb nicht schon durch längere Bestandsbetreuung bekannt ist, müssen vorab die wichtigen Betriebs- und Managementdaten erfragt werden. Besondere Bedeutung haben dabei die vorliegenden Handelsbeziehungen, der Tier- und Personenverkehr, die Arbeitsabläufe im Stall und die Fütterungskonzepte. Soweit Ferkel für die Mast aus externen Betrieben zugekauft werden, gilt es zu überprüfen, inwieweit Informationen und Untersuchungsergebnisse aus den Herkunftsbetrieben vorhanden sind.

Anhand von Mastleistungsdaten (z.B. Betriebszweigauswertung) und den vorhandenen Schlachtdaten kann im Zusammenhang mit einer klinischen Bestandsuntersuchung die generelle Bestandsgesundheit beurteilt werden und es lassen sich häufig Zusammenhänge mit der Salmonellenproblematik erkennen. So können z.B. sonstige chronische Infektionserkrankungen Salmonellen Vorschub leisten.

In der nachfolgenden Übersicht sind die diesbezüglichen Hauptpunkte aufgelistet:

Salmonellenberatung:

Wichtige Punkte bei der Betriebs- und Problemanalyse eines Salmonellenproblembestandes

Allgemeine Informationen:

- Betrieb (allgemein) => Betriebsgröße (Mastplätze)?
- => Stallbelegungsintervalle?
- => weitere Betriebszweige Arbeitsspitzen usw.?
- => Gibt es weitere Mastbereiche mit eigener VVVO-Nummer?
- => Betriebslage (Alleinlage/enge Ortslage)?

- Arbeitskräfte => Gibt es ein oder mehrere Verantwortliche? Aushilfskräfte?
- Stallungen, => Gibt es ein oder mehrere Stallungen?
=> Alt- oder Neubau? Voll- oder Teilspaltenböden? Einstreu?
=> Abteilungen?
- Hygiene => Rein-Raus-System mit R+D gewährleistet?
=> Reinigung der Gänge, Nebenräume, Verloaderampen etc.?
=> Desinfektionsmittel? Aufwandmenge? Anwendungsfehler?
=> Schadnagervorkommen und -bekämpfung?
=> Fremdtiere in Stallungen: Hunde, Katzen, Vögel?
=> Nutzung der Hygieneschleuse (Personenzugang)?
- Futtergrundlage => eigenes Futter/Zukaufsfutter?
=> Verfütterung von Nebenprodukten?
=> Flüssig- Trockenfütterung/Breiautomaten?
=> mehrphasige Fütterung (Anzahl der Phasen)?
=> Fütterung mit reduziertem P- und N-Gehalt?
=> Futterlagerung?
=> Fütterungstechnik?
=> Einsatz von Zusatzstoffen/Additiven (z.B. Säuren)?
- Wasser => Herkunft (Brunnen/öffentlich)?
=> Wasseruntersuchung/Befunde?
=> Tränketechnik?
=> Wasserleitungshygiene?
- Tierherkunft => Ferkel aus eigenem Sauenbestand?
=> Ferkelbezug aus einem/mehreren Betrieb(en)?
=> Ferkelherkunft unbekannt (Händlerbezug)?
=> Impfungen bzw. Vorbehandlungen der Ferkel?
- Ferkeltransport => mit eigenem Fahrzeug oder Fremdtransporteur?
=> Hygienevorkehrungen beim Transport?
- Mastablauf => Aufteilung in Mastabschnitte (z.B. Vormast in gesondertem Stall)
=> Absonderung der kranken Tiere bzw. Kümmerer
=> Verbleib der noch nicht schlachtreifen Schweine
- Vermarktungswege => wechselnde Vermarktungspartner?
- sonstige Besonderheiten => z.B. Markenfleischprogramme, Verkäufe an Ladenschlächter etc.
=> Güllelagerung, Güllefahrzeuge etc.

Spezielle Informationen: Betriebszweigauswertung (BZA) und Schlachtdaten

Anhand der BZA-Daten, Schlachtdaten und Beurteilung der generellen Bestandgesundheit lassen sich häufig Zusammenhänge bzgl. der Salmonellenproblematik erkennen. So können z.B. sonstige chronische Infektionserkrankungen Salmonellen Vorschub leisten.

- BZA-Daten
 - => BZA-Daten vorhanden? Wie ist Mastleistung?
 - => Streuung der Mastleistung?
 - => Ausfallrate in der Mast?
 - => Gibt es Schwankungen (jahreszeit-, stallabhängig, etc.)?
- Schlachtdaten
 - => Gibt es auffällige Schlachtbefunddaten? Welche Befunde? (Leber/Lunge/andere Organe)?
 - => Gibt es Schwankungen (jahreszeit-, stallabhängig etc.)?
- Bestandsgesundheit
 - => Gibt es immer wiederkehrende Gesundheitsprobleme?
 - => Liegen Untersuchungsbefunde vor (Sektionen etc.)?
 - => Gibt es besondere Behandlungen/Metaphylaxemaßnahmen?
 - => Medikamenteneinsatz (Welche? Wann? Dosierung?)

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

Salmonellenbefunde:

Eine Analyse der bereits vorliegenden Salmonellen-Untersuchungsbefunde ist eminent wichtig. Die Befunde geben Aufschluss darüber, wie lange das Problem schon besteht und ob es sich um ein periodisches oder durchgehend anhaltendes Problem handelt.

- Salmonellen-
datenbankdaten
 - => Wie hoch ist der Anteil positiver Tiere (Kat. II / III)?
 - => Analyse der Fleischsaft- bzw. Blutprobenbefunde
 - => Wie lange besteht Problematik?
 - => Gibt es Schwankungen (jahreszeitlich, abteilabhängig etc.)?
 - => Besteht ein Zusammenhang mit anderen Erkrankungen?
 - => Umstellungen im Betriebsablauf vor Beginn des Anstiegs der OD%-Werte (z.B. andere Ferkelherkunft, Futterumstellung)?
 - => Wie hoch sind die Einzelwerte (um 40 oder sogar dreistellig)?
 - => Gibt es auffallende Werte bei Tieren aus bestimmten Ställen?

- sonstige
Untersuchungen
 - => Gibt es weitere Untersuchungsbefunde?
 - => Gibt es aktuelle Futter- und/oder Wasseruntersuchungen?

- Liegen bereits Erkenntnisse/Vermutungen über Eintragsquelle bzw. Infektionszeitpunkt vor?

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

3.3 QS - Salmonellenmonitoring

T. May (QS Qualität und Sicherheit GmbH, Bonn)

Im QS-System verpflichten sich alle Schweinemastbetriebe – unabhängig von der Größe – zur Teilnahme am Salmonellenmonitoring. Ziel dieses Monitoringprogramms ist die Senkung des Salmonelleneintragsrisikos in die Fleischproduktionskette durch infizierte oder kontaminierte Tiere. Die Beprobung erfolgt im Schlachtbetrieb (Fleischsaft- oder Blutproben) oder im Schweinemastbetrieb (Blutprobenentnahme durch den Tierarzt). Die Proben werden in QS-anerkannten Laboren auf das Vorhandensein von Salmonellenantikörpern untersucht. Die Untersuchungsergebnisse werden in der zentralen Salmonellendatenbank (Qualiproof) erfasst und ausgewertet. Nach der Zahl der positiven Untersuchungsergebnisse wird die Einstufung des Schweinemastbetriebes in die Salmonellenkategorie I (geringes Risiko), II (mittleres Risiko) oder III (hohes Risiko) vorgenommen. Schweinemastbetriebe, die in Kategorie II oder III eingestuft wurden, sind verpflichtet, gezielte Maßnahmen zur Salmonellenreduzierung im Betrieb vorzunehmen.

Der QS-Leitfaden Salmonellenmonitoring ist unter www.q-s.de abrufbar.

Quartalskategorisierung (fortlaufende Kategorisierung)

Nach der Anmeldung der Schweinemastbetriebe bei QS hat der Betrieb maximal 12 Monate Zeit, um sein Probensoll zu erfüllen und eine Kategorisierung zu erreichen. Das Probensoll ist abhängig von der Anzahl der jährlich zu liefernden Schweine. Danach erfolgt die Einstufung in die Kategorie I, II oder III alle drei Monate jeweils am 1. Februar, 1. Mai, 1. August und 1. November. Die neue Kategorie wird 8 Tage später gültig und bleibt jeweils bis zum Tag der nächsten Quartalskategorisierung gültig.

Berechnung der Kategorie

Für die Kategorisierung werden alle Proben berücksichtigt, die spätestens vier Wochen vor dem Kategorisierungstermin entnommen wurden und für die ein Untersuchungsergebnis vorliegt. Proben, die innerhalb der letzten vier Wochen (Untersuchungszeitraum) vor der Kategorisierung entnommen wurden, werden nicht berücksichtigt, da zu diesem Zeitpunkt die Probenergebnisse noch nicht vollständig vorliegen bzw. Änderungen bei Falscheingaben vorgenommen werden können.

Es werden vom letzten Beprobungstag (vor dem Untersuchungszeitraum) 1 Jahr rückwirkend (genau 365 Tage) alle in der Datenbank vorliegenden Probenergebnisse für die Einstufung herangezogen. Dabei werden aber nur Proben aus den maximal letzten fünf Kalenderquartalen berücksichtigt. Zudem wird geprüft, ob das vorgegebene Probensoll erfüllt wurde und keine Beprobungslücke von mehr als 6 Monaten vorliegt (Gleichmäßigkeit der Beprobung).

Verlust der Kategorie

Erfüllt ein Betrieb zwischenzeitlich nicht die Anforderungen an die vollständige und gleichmäßige Beprobung des Mastbetriebes, kann es zum Verlust der Kategorie kommen. Die Überprüfung erfolgt

Salmonellen beim Schwein – Beratungsempfehlungen der Schweinegesundheitsdienste automatisch über die zentrale Salmonellendatenbank. Der Betrieb verliert damit die Lieferberechtigung für QS-Schweine und zwar so lange, bis eine erneute Kategorisierung erreicht wird. Die erneute Kategorisierung kann vorgenommen werden, wenn der Nachweis der ordnungsgemäßen Beprobung vorliegt. Die Prüfung erfolgt täglich über die zentrale Salmonellendatenbank.

Aktive Information der Bündler durch QS

Alle Bündler und Landwirte haben jederzeit Zugriff auf die Daten in der Salmonellendatenbank. Sie können dort den Stand der Umsetzung des Salmonellenmonitorings sowie die Untersuchungsergebnisse verfolgen. QS informiert die Bündler zusätzlich online, sobald sich bei einem Schweinemastbetrieb ein Salmonellenproblem abzeichnet. Die Information erfolgt, wenn mindestens 30% der untersuchten Proben im letzten halben Jahr das Untersuchungsergebnis „positiv“ aufzeigen. Durch die Information hat der Bündler die Möglichkeit, den Landwirt zu informieren. Dieser kann zeitnah Maßnahmen zur Identifizierung einer möglichen Eintragsquelle für Salmonellen einleiten. Außerdem werden die Bündler informiert, sobald ein Betrieb neu in die Kategorie III eingestuft wurde.

Mehr Betriebe in Maßnahmen einbinden

Schweinemastbetriebe, die in die Kategorie II eingestuft wurden, sind verpflichtet, insbesondere den Hygienestatus des Betriebes auf Schwachstellen zu prüfen. Dafür steht den Betrieben eine spezielle Checkliste zur Verfügung. Betriebe, die in Kategorie III eingestuft wurden, sind verpflichtet, in Abstimmung mit ihrem Tierarzt, die Eintragsquellen für Salmonellen zu identifizieren und Maßnahmen zur Salmonellenreduzierung einzuleiten.

Grundsätzlich sollten aber alle Betriebe, selbst Betriebe mit Kategorie I, bei denen der Anteil positiver Proben ansteigt, entsprechende Maßnahmen einleiten, um einer Ausbreitung der Salmonellen im Betrieb rechtzeitig entgegenzuwirken.

Die Salmonellenkategorie des Schweinemastbetriebes hat bei der Vermarktung der Schlachtschweine an Bedeutung zugenommen, denn auch Schlachtbetriebe müssen das Risiko einer möglichen Salmonellenbelastung der Schlachttiere für die Organisation des Schlachtprozesses berücksichtigen.

Die Rolle des Tierarztes im Salmonellenmonitoring

Sowohl im QS-Salmonellenmonitoring als auch in der Schweine-Salmonellen-Verordnung ist festgelegt, dass landwirtschaftliche Betriebe mit hohem Salmonelleneintragsrisiko (Kategorie III) unter Hinzuziehen des betreuenden Tierarztes sicherstellen, dass unverzüglich bakteriologische und epidemiologische Untersuchungen auf Salmonellen durchgeführt werden, um die Ursache des Salmonelleneintrages zu ermitteln und Maßnahmen zur Verminderung der Salmonellenbelastung zu ergreifen.

Zu den Maßnahmen zählen insbesondere:

- Bakteriologische und epidemiologische Untersuchungen auf Salmonellen, um die Eintragsquellen für Salmonellen zu ermitteln

- Reinigung und Desinfektion aller Stallungen/Stallabteile inklusive der zum Stall gehörenden Nebenräume (z.B. Vorräum, Hygieneschleuse, Futterraum)
- Reinigung und Desinfektion aller Einrichtungsgegenstände (z.B. Buchtenabtrennungen, Futterautomaten, Anmischbehälter, Lüftungsschächte, Waagen)
- Reinigung und Desinfektion aller verwendeten Arbeitsgeräte und Arbeitskleidung (z.B. Treibbretter, Schaufeln, Besen, Werkzeuge, Stiefel, Overall, Schutzkleidung)
- Intensive Schädlingsbekämpfung
- Überprüfung des Fütterungsregimes (z.B. Hygiene, Futterstruktur, Säureeinsatz)
- Optimierung der Betriebshygiene (z.B. Schwarz-Weiß-Prinzip)

Betriebe, die in Kategorie III eingestuft sind, haben die Möglichkeit, eine neue Salmonellenkategorie zu erhalten. Eine Neukategorisierung kann erfolgen, wenn die oben beschriebenen Maßnahmen mit dem Landwirt abgestimmt wurden und dies vom Tierarzt schriftlich bestätigt wurde („Erklärung zur ad-hoc-Kategorisierung eines Schweinemastbetriebes nach der Umsetzung von Sanierungsmaßnahmen“ als Muster in der Anlage 8.2 zum Leitfaden Salmonellenmonitoring). Der Bündler muss die Umsetzung der Maßnahmen in der Salmonellendatenbank hinterlegen.

Für die Neukategorisierung entnimmt der Tierarzt Blutproben – frühestens zwei Wochen vor der Schlachtung. Das Probensoll gemäß Stichprobenschlüssel – in der Regel 60 Proben – muss erfüllt sein. Nach Vorliegen der Untersuchungsergebnisse in der Salmonellendatenbank wird der Betrieb neu kategorisiert. Die Kategorie wird unmittelbar gültig.

Der Tierarzt, der die Probenahme im Schweinemastbetrieb durchführt, muss in der Salmonellendatenbank registriert sein (unter www.qualitytype.de).

Die folgende Abbildung (Abb. 3) zeigt die Entwicklung der Kategorisierung im QS-Salmonellenmonitoring (Stand 1. Februar 2023).

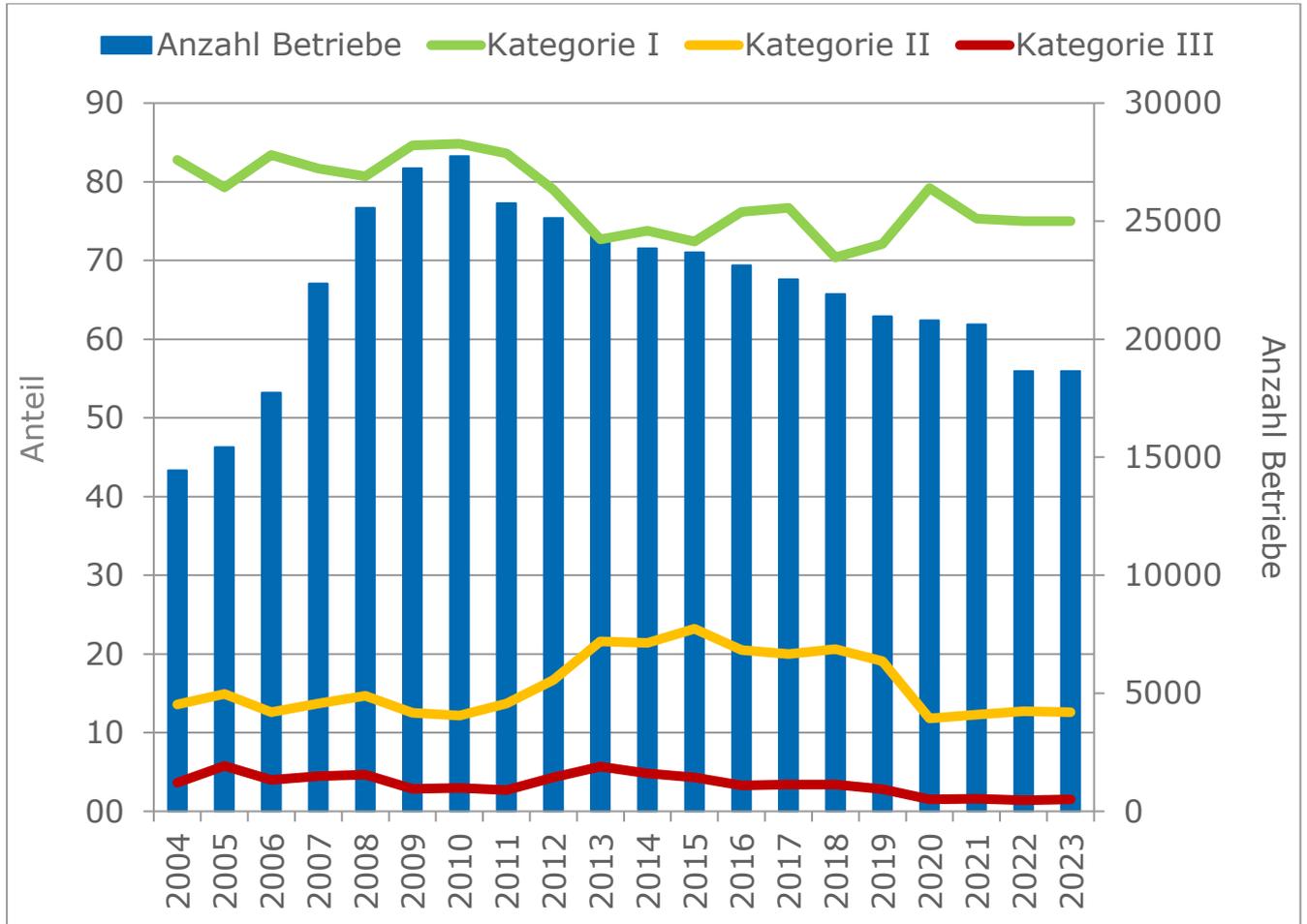


Abb. 3: Entwicklung der Kategorisierung im QS-Salmonellenmonitoring (Stand 11. Feb. 2023)

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen

4 Möglichkeiten der Untersuchung auf Salmonellen

Es gibt prinzipiell zwei unterschiedliche Nachweisverfahren in der Salmonellendiagnostik:

1. den direkten Erregernachweis durch kulturelle Anzucht des Erregers oder Nachweis mittels PCR.
2. den indirekten Erregernachweis durch Nachweis von Antikörpern im Blut oder im Fleischsaft der Schweine.

4.1 Direkter Nachweis – Bakteriologische Untersuchung

T. Schulze-Horsel, T. Eisenberg (SGD – Nordrhein-Westfalen und Hessen)

Beim direkten Nachweis wird der Erreger selbst oder seine Erbsubstanz im Untersuchungsmaterial nachgewiesen. Der direkte Nachweis wird eingesetzt zur Untersuchung von Kot- und Futterproben, Umgebungsproben oder Organmaterial von Sektionstieren und ermöglicht die Aussage, ob zum Zeitpunkt der Untersuchung Salmonellen im untersuchten Material vorhanden sind. Der direkte Nachweis ist sehr gut geeignet für die Untersuchung von Kotproben frisch angelieferter Tiere (25 kg-Ferkel, Jungsauen), da nach einem Transport mit stressbedingt erhöhter Salmonellenausscheidung zu rechnen ist. Der direkte Nachweis ist ebenfalls die Methode der Wahl für die Untersuchung von Kotproben Durchfall-kranker Schweine im Bestand auf die Beteiligung von Salmonellen. So können die nachgewiesenen Salmonellen typisiert und mit den Stämmen aus Eintragsquellen verglichen werden. Bei den Abklärungsuntersuchungen gemäß § 6 Schweine-Salmonellen-Verordnung nach Einstufung in Kategorie III ist der direkte Erregernachweis vorgeschrieben, bei sich verschlechternden Kategorie II-Betrieben empfehlenswert. Der direkte Nachweis von Salmonellen ist bei allen Tieren meldepflichtig (Ausnahme: Salmonellen der Rinder unterliegen sogar der Anzeigepflicht). Das bedeutet, dass die Ergebnisse von der Untersuchungseinrichtung an das zuständige Veterinäramt gemeldet werden müssen. Die Meldepflicht verfolgt vor allem statistische Ziele zur Erfassung der Vorkommenshäufigkeiten verschiedener Erreger. Allerdings kann die Meldung auch dazu führen, dass Veterinäramt und/ oder Tierhalter möglicherweise beim Ausfüllen von Unbedenklichkeitsbescheinigungen beeinträchtigt sein können, bspw. eine bei der Schlachtung vom Tierhalter abzugebende Erklärung über „Ergebnisse von Probenanalysen, die für den Schutz der öffentlichen Gesundheit von Bedeutung sind“.

Probenahme für die bakteriologischen Untersuchungen

➤ Eingangsunteruchung frisch angelieferter Ferkel

Beprobung spätestens 1-2 h nach Anlieferung der Tiere.

Von Vorteil ist es, wenn die Tiere zunächst so aufgestellt werden, dass im gereinigten Abteil wenigstens eine Doppelbucht frei bleibt, dann kann die Beprobung für die Erfolgskontrolle R+D gleichzeitig erfolgen. Andernfalls muss vorher ein separater Termin dafür angesetzt werden.

Die Entnahme von 4-5 Sammelkotproben pro Ferkelpartie (100-500 Ferkel) mit Einweghandschuhen wird empfohlen. Die Probennahme vom Boden sollte ohne direkt über den Boden zu kratzen erfolgen. Pro Probe sollten 8-10 Kotstellen aufgenommen werden. Die Proben werden in der Hand durchgeknetet und in einen 100g Becher gegeben, der zu $\frac{3}{4}$ mit Kot gefüllt sein sollte (werden die Becher randvoll gefüllt, springen die Deckel aufgrund von Gasbildung auf). Die Becher werden anschließend fest verschraubt und unverzüglich zu einem akkreditierten Labor geschickt. Eine solche „forensische“ Probe ist allerdings nur im Zeitraum weniger Stunden nach Anlieferung aussagekräftig. Eine Beprobung wenige Tage oder sogar Wochen nach Anlieferung kann keine Salmonelleninfektion beim Einstellen belegen, weil die Zeit zwischen Aufnahme des Erregers und dessen Ausscheidung mit wenigen Stunden nur sehr kurz ist.

➤ **Gezielte Untersuchung von Bestandstieren**

Alle Tiere des Bestandes werden in Augenschein genommen. Wenn Durchfall sichtbar ist, sollte eine Kotprobe genommen werden (besonders verdächtig ist Durchfall im Verlauf der Ferkelaufzucht und Mast ohne Zusammenhang zu Absetzen, Umstallung oder Futterwechsel).

➤ **Umgebungs- und Futterproben**

Nach der gründlichen Inaugenscheinnahme des gesamten Betriebes und einer ersten Risikobewertung wird entschieden, welche Faktoren für den Eintrag in den Betrieb und für die Verbreitung innerhalb des Betriebes eine wichtige Rolle spielen könnten. Danach werden die betriebsindividuell wichtigen Probenahmepunkte ausgewählt. Dabei ist ggf. kostenorientiert vorzugehen. Beim Futter sollten ebenfalls alle Bereiche durchleuchtet werden, also bei Fließfutter verschiedene Probenahmeorte innerhalb des Systems inklusive hygienischer Schwachstellen und bei Trockenfutter idealerweise jede einzelne Komponente in ausreichender Menge (etwa 500 g). Risikostellen der Futterlagerung sind in die Beprobung genauso einzubeziehen wie Kot von im selben Bereich lebenden anderen Tierarten (Nager, Vögel, Hunde oder Katzen) sowie andere Verschmutzungen.

➤ **Erfolgskontrolle Reinigung und Desinfektion**

Hierzu sollten bevorzugt Punkte, an denen grobsinnlich Verschmutzungen sichtbar sind, beprobt werden. Besonders geeignet sind Trogschaleninhalt (Wasser mit Kot und Futterresten), Fütterungsfallrohre, Fugen und Ritzen im Spaltenboden (Kot), Fensterbänke, Wandabsätze (Staub), Luftschächte, Gaskanone (Staub), Vorräume, Treibgänge (Kotreste), Gerätschaften mit Kotkontakt (Schaufeln, Besen, Treibbretter etc.).

Für die Beprobung von Vorräumen, Stallumgebung und auch für belegte Stallabteile eignet sich hervorragend die so genannte „Schleppputzer- oder Sockentupfermethode“. Hierzu wird ein sauberes Stück Gaseschlauch oder auch eine saubere Kopfbedeckung aus dem Lebensmittelbereich – in etwas Peptonwasser oder isotonischer Kochsalzlösung angefeuchtet – wie ein Socken über den Stiefel des Untersuchenden gezogen, so dass bei jedem Schritt Bodenkontakt besteht. Nach

Salmonellen beim Schwein – Beratungsempfehlungen der Schweinegesundheitsdienste
dem Abschreiten des zu beprobenden Areals wird der Probeträger abgenommen und schnellstmöglich zum Labor transportiert.

Laboruntersuchung von Kot und Umgebungsproben auf Salmonellen

Die Untersuchung der Proben sollte in einem akkreditierten Labor (nach DIN EN ISO/IEC 17025) stattfinden, welches regelmäßig an Ringversuchen zur Salmonellendiagnostik teilnimmt. Dabei sollte nach ISO 6579-1:2017 untersucht werden, denn diese Vorschrift regelt den Nachweis von *Salmonella spp.* in Tierkot und Umgebungsproben aus der Primärproduktion und ist auch für den Rinder- und Geflügelbereich als Nachweismethode vorgeschrieben. Dazu wird die Kot- oder Umgebungsprobe zunächst über Nacht in dem zehnfachen Volumen gepuffertem Peptonwasser bebrütet, um potentiell vorhandenen und durch infolge Transportbedingungen vorgeschädigten Salmonellen optimale Wuchsbedingungen zu bieten. Weil durch diese Bedingungen auch die unerwünschte Begleit-Bakterienflora begünstigt ist, wird am Folgetag ein halbfestes Selektivmedium beimpft, welches durch Zusatz von Hemmstoffen, Ausnutzung der Beweglichkeit und Bebrütung bei $41,5 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ nur noch eine Vermehrung von Salmonellen (und einiger weniger nahe verwandter Bakterienarten) zulässt. Nach 24 und 48 h Inkubationszeit wird von diesem Nährmedium auf zwei unterschiedliche Selektivagarplatten überimpft. Hier lassen sich die Salmonellen anhand charakteristischer Farbumschlagsreaktionen als verdächtige Bakterienkolonien nachweisen. Der Untersuchungsansatz wird so im Verlauf von fünf Tagen immer stärker in Richtung Salmonellen eingengt. Sind verdächtige Kolonien gewachsen, so müssen diese zunächst als Salmonellen bestätigt werden. Dies geschieht durch biochemische, genetische oder massenspektrometrische Nachweisverfahren. Da es innerhalb der Salmonellen insgesamt über 2.600 so genannte Serovare gibt, die sich anhand ihrer Oberflächenstrukturen unterscheiden, sind weitergehende Tests mit spezifischen Antikörperlösungen notwendig, um den genauen Salmonellen-Typ, bspw. das bei Schweinen häufig auftretende Serovar Typhimurium, zu bestätigen. Die Serovartypisierung ist wichtig, denn sie gewährt Einblicke auf die Herkunft der Salmonellen und auch die Einsatzfähigkeit von kommerziellen Impfstoffen.

Dieses mehrtägige Nachweisverfahren ist in der Lage, auch kleinste Mengen des Erregers kosteneffizient nachzuweisen. In letzter Zeit finden in diesem Bereich auch vermehrt Untersuchungen mittels Polymerase-Kettenreaktion („PCR“) statt, die nur noch den Nachweis des Erbgutes der Salmonellen zum Ziel haben. Dazu ist ein lebensfähiger Erreger gar nicht mehr zwingend erforderlich, wodurch sich die Untersuchungszeit um einige Tage verkürzen lässt. Für größere Probenmengen sind solche Untersuchungen jedoch meist zu teuer und auch nicht konform mit dem o. a. ISO-Verfahren. Auch ist von Nachteil, dass man in diesem Schritt i. d. R. nicht gleichzeitig das Serovar bestimmen kann, sondern dann erst das (langwierigere) Anzuchtverfahren durchführen muss.

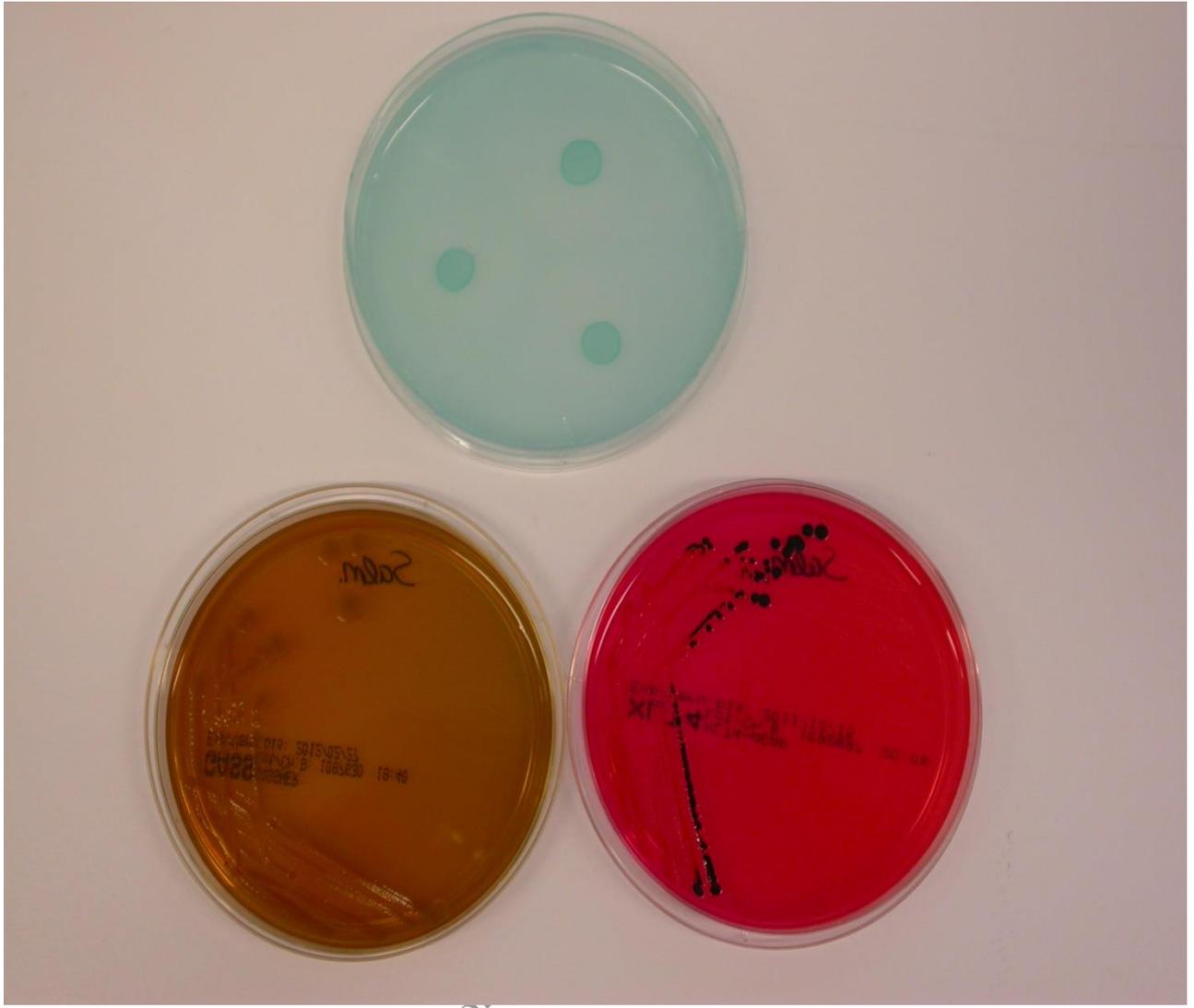


Abb. 4: Reinkulturen von Salmonellen; die Salmonellen lassen sich durch ihre Beweglichkeit auf einem halbfesten Selektivnährmedium (MSRV; oben) isolieren bzw. wachsen als gelbe (Gassner-Agar; links) bzw. rötliche Kolonien mit schwarzem Zentrum (XLT4-Agar; rechts).

4.2 Systematische Bestandsuntersuchung mittels Sockentupfern

D. Haser (SGD-Sachsen)

Die ursprünglich aus der Geflügelwirtschaft stammende Untersuchung auf Salmonellen in der Umgebung der Tiere mittels Sockentupfern hat sich auch in der Schweinehaltung seit Jahren bewährt. Sie bildet eine geeignete Ergänzung zu den am Tier erhobenen Befunden (aus Blutproben, Kotproben, Sektionen). Mittels Sockentupfern wird im Stallstaub nach Salmonellen gesucht. Diese werden angezüchtet und differenziert.

Für größere Bestände ist es erforderlich, jedes einzelne Stallabteil mit einem neuen Paar Sockentupfer abzuschreiten. Die Sockentupfer werden vorher in Pepton-Wasser angefeuchtet, um zu gewährleisten, dass möglichst viel Stallstaub haften bleibt. Mit einem Paar Tupfer werden der Gang und

alle Ecken des jeweiligen Abteils abgesprochen. Langjährige Erfahrungen zeigen, dass diese Art der Beprobung ausreichend ist und ein Betreten der Buchten häufig durch die Kontamination mit Kot-Harn-Gemischen oder auf Tierstreu falsch negativ sein kann. Ausnahmen bilden gereinigte und desinfizierte sowie frisch mit Tieren belegte Buchten. In Tiefstreubuchten, vor allem wenn keine Stallgänge vorhanden sind, lohnt sich die Beprobungen der strohfreien Bereiche um die Futterstellen. Weiterhin werden alle Verbinder und Treibgänge in die Probennahme eingeschlossen sowie alle Nebenräume im Weißbereich wie Werkstatt, Sozialbereich, Umkleideräume, Lager, Futterhaus usw. Nach Abschreiten des jeweiligen Abschnittes werden die Sockentupfer-Paare in Tüten mit Pepton-Wasser verbracht, gekennzeichnet und verschlossen zur weiteren Untersuchung an das Labor geleitet.

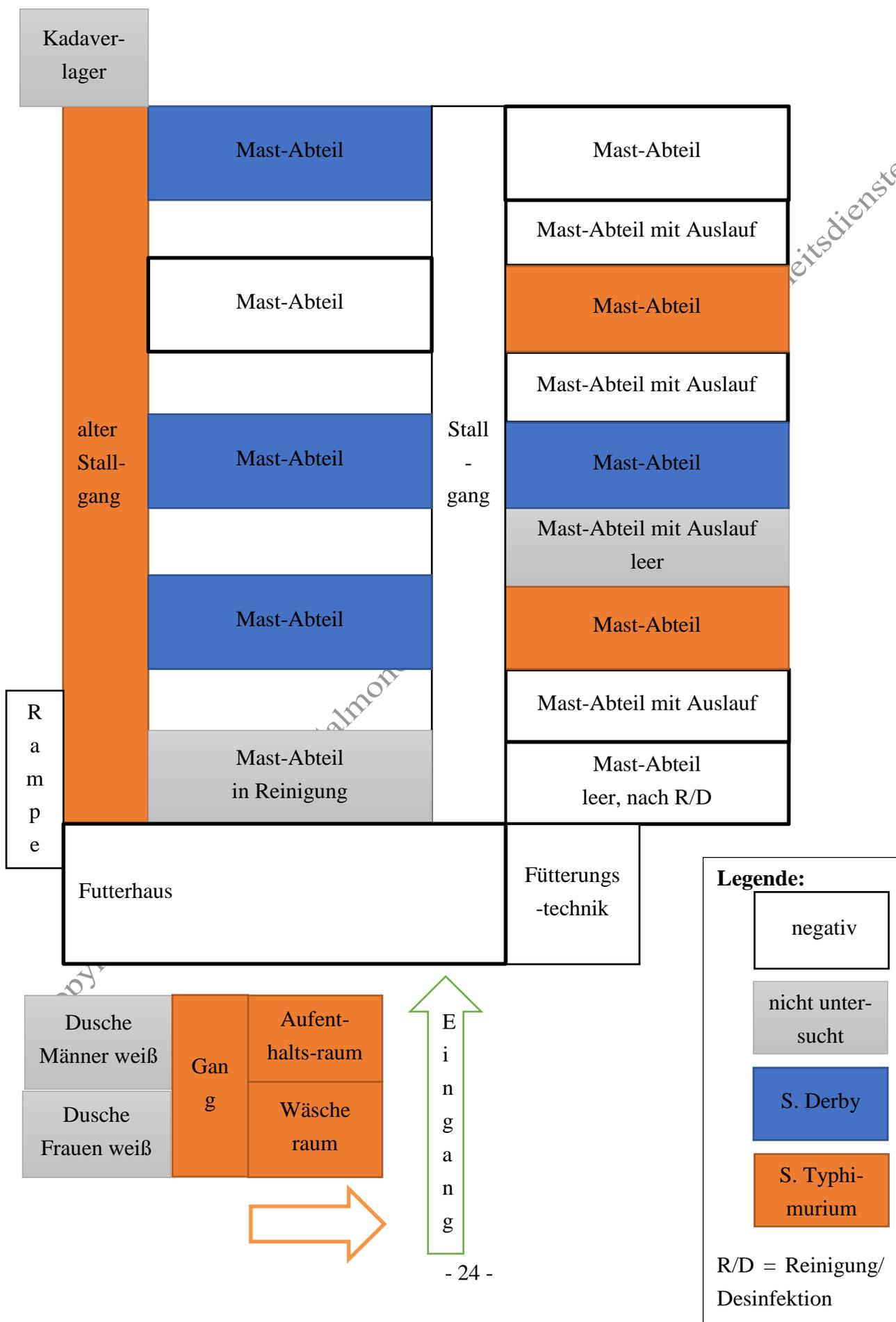
In einen Grundriss des untersuchten Schweinebestandes können die jeweiligen Abteile eingetragen und Bereiche mit Salmonellen-Nachweisen im Stallstaub entsprechend farblich gekennzeichnet werden. Daraus entsteht ein sogenanntes „Bestandsprofil“. Anhand dieses Bestandsprofils in Verbindung mit den Ergebnissen der regelmäßigen blutserologischen Proben kann eine genauere Abschätzung der Salmonellen-Prävalenz des Bestandes erfolgen, außerdem ist es möglich, Verbreitungswege der Salmonellen, einen Neueintrag oder einen entstandenen Hospitalismus (Zirkulation der Salmonellen im Bestand unabhängig von einem Neueintrag) bzw. Schwachstellen in der Reinigung und Desinfektion zu erkennen. Gleichzeitig ist ein derartiges Profil für den Betriebsleiter ein wichtiges didaktisches Hilfsmittel, um den im Bestand tätigen Mitarbeitern die Probleme zu veranschaulichen und Anreize zu setzen.

Im Folgenden ist zur Veranschaulichung ein Beispiel für ein Bestandsprofil eines Mastbestandes dargestellt. Weitere Beispiele und Erläuterungen finden sich im Anhang a. Abb. 15 und Abb. 16.

Zu Abb. 5:

Im Bestandsprofil eines Mastbestandes wurde sowohl *S. Typhimurium* als auch *S. Derby* in der Umgebung der Tiere nachgewiesen. *S. Typhimurium*-Nachweise gab es auch auf dem „alten Stallgang“. Dabei handelt es sich um einen Gang, der nur noch selten genutzt und gereinigt wurde, worüber aber durchaus eine Verbreitung der Salmonellen in andere Bereiche des Bestandes möglich ist wie z.B. das Futterhaus und die Verladerampe. Beachtenswert sind hier vor allem auch die Nachweise von *S. Typhimurium* im Sozialbereich (Aufenthaltsraum, Gang und Wäscheraum)! An dieser Stelle sei auf das zoonotische Potential aller Salmonellen hingewiesen!

Abb. 5: Mastbestand



4.3 Indirekter Nachweis – serologische Untersuchungen

T. Eisenberg und Thomas May (SGD – Hessen, QS Qualität und Sicherheit GmbH, Bonn)

Da die Abläufe und Gegebenheiten in jedem Betrieb anders gelagert sind, muss in jedem Betrieb neu entschieden werden, welche Proben und Untersuchungsverfahren nötig sind, um die Informationen zu bekommen, mit denen ein optimales Lösungskonzept für den Betrieb erarbeitet werden kann. Die serologische Untersuchung von Blutproben im ELISA-Verfahren eignet sich besonders für die Beprobung verschiedener im Bestand vorhandener Altersgruppen, um Aufschluss über den Infektionszeitpunkt und den Ablauf des Infektionsgeschehens zu bekommen. Dabei ist von besonderem Interesse, ob die Infektionsausbreitung an bestimmte Zeitpunkte wie Einstellung, Umstellung/Umgruppierung, Futterwechsel oder Ähnliches gekoppelt ist. Ein Beispiel für einen Beprobungsplan ist in Abb: 14 (Anhang) aufgeführt.

Im Gegensatz zum *direkten* Erregernachweis mittels bakteriologischer oder molekularbiologischer Verfahren (s. Kap. bakteriologische Untersuchungen) aus Kot, Umgebungsproben oder Organen haben die serologischen Untersuchungen das Ziel, vom Tier gebildete Antikörper gegen Salmonellen als Folge der Auseinandersetzung zwischen Erreger und Immunsystem nachzuweisen und damit *indirekt* die stattgefundene Infektion zu belegen. Um den Salmonellenstatus der Endmastbetriebe zu erkennen, ist die Salmonellenantikörper-Untersuchung wegen der ungleichmäßigen (intermittierenden) Ausscheidung der Erreger im Kot die Methode der Wahl. In den Fleischsaftproben vom Schlachthof werden routinemäßig genau diese Salmonellenantikörper untersucht, die im Rahmen von QS bzw. nach der Schweine-Salmonellen-Verordnung für Mastbetriebe mit mehr als 50 Mastplätzen vorgeschrieben sind. Dabei ist das Ziel nicht die Einzeltierdiagnostik, sondern man möchte anhand einer Bestandsstichprobe das Risiko abschätzen, mit dem Salmonellen im Betrieb verbreitet sind und somit durch den Schlachtprozess in die Nahrungsmittelkette gelangen können.

Für die Untersuchungen stehen heute verschiedene, vom Friedrich-Loeffler-Institut (FLI) als zuständiger Prüfstelle des Bundes zugelassene ELISA-Testkits zur Verfügung, mit denen sich Blutplasma und -serum sowie Fleischsaft gleichermaßen untersuchen lassen. Während Blutproben ihre Berechtigung bei der parallelen Abklärung weiterer Bestandserkrankungen sowie bei der Durchführung von Sanierungsuntersuchungen haben, wird das Gros der hierzulande durchgeführten Untersuchungen anhand von Fleischsaftproben initiiert.

In Deutschland besitzen derzeit drei kommerziell verfügbare ELISA-Systeme für serologische Salmonellenantikörper-Untersuchungen von drei Firmen eine Zulassung (Quelle: FLI; Stand 26.07.2019). Die Tests sind auch im QS-Salmonellenmonitoring erlaubt und können von den Laboren eingesetzt werden.

Alle Routinetests basieren auf dem Nachweis von Antikörpern gegen bestimmte Zellwandbestandteile der Salmonellen (Lipopolysaccharide; LPS) und weisen neben Antikörpern gegen das beim Mastschwein am häufigsten vorkommende Serovar *Salmonella* (*S.*) Typhimurium auch solche gegen weniger oft beim Schwein isolierte Salmonellen (z.B. *S. infantis* und *S. choleraesuis*) nach. Es werden Antikörper gegen Salmonellen der Serogruppen B, C1 und D nachgewiesen. Hinsichtlich der

vergleichbaren Auswertung der Probenergebnisse aus den unterschiedlichen Tests hat sich ein prozentualer Wert optischer Dichte (OD%) bewährt, der einen zu den positiven und negativen Kontrollen ins Verhältnis gesetzten Messwert sowie einen Umrechnungsfaktor enthält und der von der Salmonellenanierung in dänischen Schweinebeständen übernommen wurde. Der OD%-Wert dient als Grundlage zur Einstufung einer Probe als positiv oder negativ. Für eine Bestandsbewertung nach dem Vorbild der ersten Stufe des dänischen und deutschen Monitoringprogramms sind Proben mit OD%-Werten unterhalb von 40 als negativ, solche darüber als positiv einzustufen. Abhängig vom Fortschritt des nationalen Sanierungsverfahrens kann dieser Wert aber abgesenkt werden, um eine bessere Überwachung zu ermöglichen. Bereits Proben mit einem OD%-Wert von ≥ 10 sind Anzeichen einer Salmonelleninfektion. Abhängig von der Häufung positiver Probenergebnisse in einer Stichprobe erfolgt eine Kategorisierung des Bestandes nach QS bzw. nach der Schweine-Salmonellen-Verordnung in die Belastungskategorien niedriges (Kat. I; 0 bis 20 % positive Proben pro Stichprobe), mittleres (Kat. II; mehr als 20 bis 40 % positive Proben) und hohes (Kat. III; mehr als 40 % positive Proben) Risiko der Salmonellenverbreitung. Dabei wird das so genannte „gleitende Jahresmittel“, eine quartalsweise Auswertung des jeweils zurückliegenden Jahreszeitraumes, für die Kategorisierung herangezogen.

Für die Untersuchung sind Blutprobenentnahmen frühestens 14 Tage vor der Schlachtung zulässig, um im Vergleich mit den alternativ bei der Schlachtung gezogenen Fleischsaftproben einen möglichst gleichförmigen Beprobungszeitraum zu erfassen. Denn bei länger zurückliegenden Infektionen können der Eintrag von Salmonellen in die Nahrungsmittelkette sowie die gebildeten Antikörper weniger gut eingeschätzt werden. Bis die Infektion mit Salmonellen zur Bildung nachweisbarer Antikörper geführt hat, die mit den handelsüblichen Testsystemen erfasst werden können, vergehen in der Regel zwei bis drei Wochen.

Bei der Auswertung serologischer Ergebnisse des Salmonellenmonitorings sollte neben der Cut-off-abhängigen Bewertung „positiv“ und „negativ“ immer auch eine differenzierte Betrachtung der Einzelmesswerte des ELISA erfolgen. Insbesondere in Beständen mit niedriger Belastung (Kat. I) ergeben sich hieraus Schlüsse, ob ein Betrieb wirklich als risikoarm eingestuft werden kann oder ob eine Tendenz in Richtung Kategorie II- oder III besteht.

Für Ausschlussuntersuchungen sind folgende Probenzahlen maßgeblich: Für eine Mastgruppe von 200 Tieren ist bei einer Sicherheit von 95 % und einer angenommenen Prävalenz von 5 % eine Stichprobe von 51 Tieren zu untersuchen. Liegt die Prävalenz mit 10 bzw. 20 % höher, so verringern sich die Stichproben bei gleicher Sicherheit auf 27 bzw. 14 Probanden. Diese Stichprobengrößen für Verfolgungsproben gelten pro untersuchte Gruppe innerhalb eines Bestandes, für die eine separate Aussage getroffen werden soll (z.B. Ferkelaufzucht, Vor-, Mittel-, Endmast).

Bei Beprobungen zur Suche nach der Eintragsquelle in Kategorie III-Beständen sind zusätzlich auch bakteriologische Untersuchungen gefordert, wobei pro Betrieb mindestens etwa 5 Sammelkotproben gezogen werden sollten. Sinnvoll eingesetzt sind auch „Sockentupfer“ geeignet (siehe Kap. 3.1. Probenahme für die bakteriologische Untersuchung).

Im Anhang (Abbildungen 15-17) sind Beispiele für Beprobungspläne und Ergebnisinterpretationen dargestellt!



Abb. 6: Serologische Untersuchungen sind geeignet, den Status von Mastschweinegruppen zu ermitteln

5 Der Effekt des Darm-Mikrobioms

A. Rostalski (SGD –Bayern)

Seit einigen Jahren konzentriert sich die medizinische Forschung speziesübergreifend auf die Mikroorganismen, die u.a. den Darm besiedeln und damit das körpereigene genetische Potential nochmal verzehnfachen. Diese komplexe Lebensgemeinschaft, das „Darm-Mikrobiom“, übernimmt autonome Funktionen und kann als „zusätzliches Organ im Organ“ betrachtet werden. Es werden aber nicht nur lokale Prozesse wie die Verdauung von Nährstoffen, der Bildung des die Darmschleimhaut schützenden Mucus, die Bereitstellung von Energie in Form von Butyrat oder die Steuerung der Darmmotorik und der Immunabwehr übernommen, sondern auch systemisch Effekte auf Körper und Psyche ausgeübt. In der Humanmedizin ist die „Darm-Hirn-Achse“ auf Basis der mikrobiellen Zusammensetzung der Darmflora ein Schwerpunkt in der Forschung zu Depressionen, Autismus und Alzheimer, aber auch zu Autoimmun- und Stoffwechselerkrankungen geworden.

Neben der Frage, welche Mikroorganismen man einem „guten“ bzw. „gesunden“ Darm-Mikrobiom zuordnen kann, beschäftigt die Wissenschaft die Möglichkeiten der Modulation der mikrobiellen

Gemeinschaft. Der Darm ist Bindeglied zwischen Umwelt und Körperinnerem, was ab dem Zeitpunkt der Geburt über den Mund-Nasen-Rachen-Raum eintritt und den Magen passiert hat, hinterlässt einen „Fußabdruck“ im Darm und prägt dessen Mikrobiom sowie das sich entwickelnde Immunsystem. Dabei ist besonders die Ernährung prädestiniert, durch Komposition und Menge der Nährstoffe die Art und Anzahl der Mikrobiota zu steuern. Es ist kein Zufall, dass eine erfolgreiche Salmonellenberatung immer die Umsetzung diätetischer Maßnahmen im Schweinebestand als Grundlage hat.

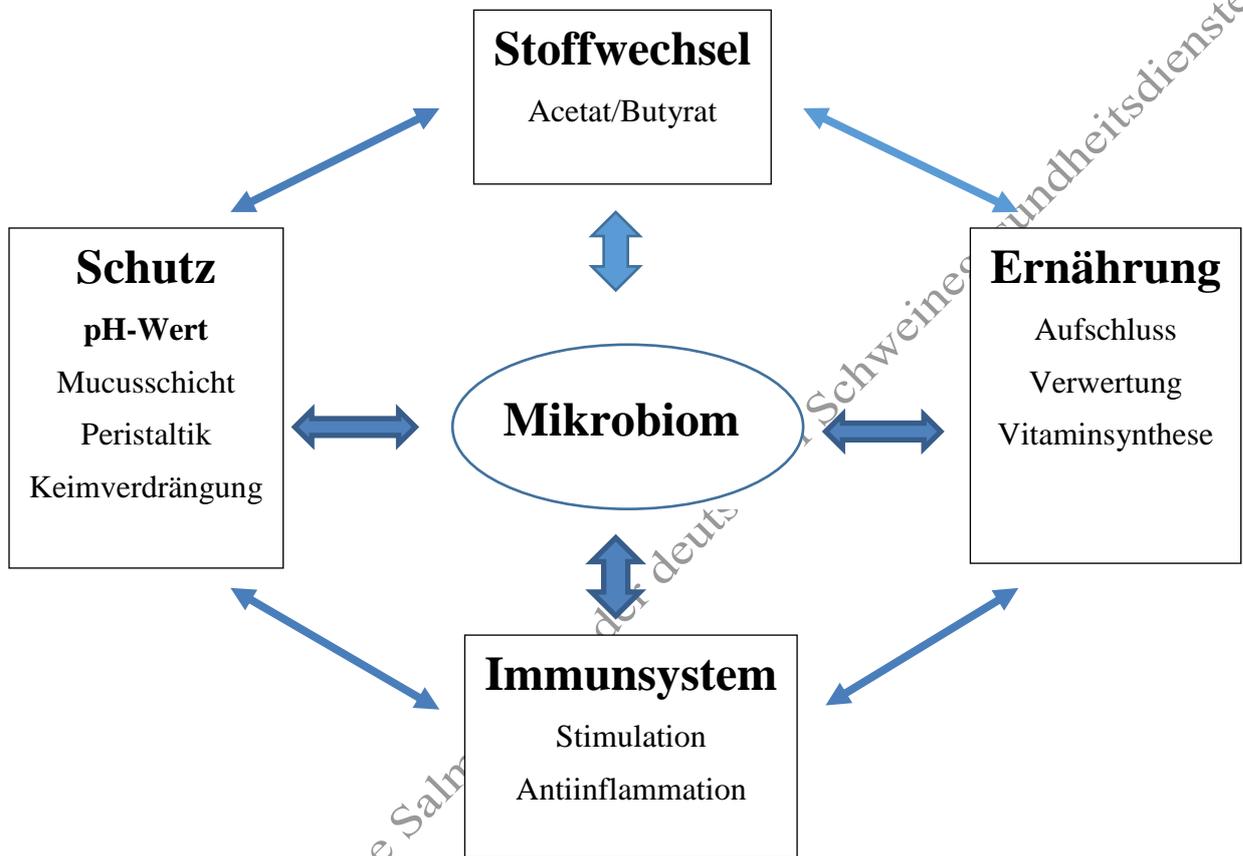


Abb. 7: Funktion des Darm-Mikrobioms nach Brade und Distel, 2016

Die Mikrobiomforschung beim Schwein steht noch am Anfang, aber einige Aspekte im Zusammenhang mit Salmonelleninfektionen sind bereits bekannt. Die Diversität des Darmmikrobioms von klinisch gesunden im Vergleich zu an *S. typhimurium* erkrankten Schweinen einer Gruppe nimmt signifikant ab. Das Mikrobiom infizierter Schweine, die den Erreger nicht ausscheiden, gleicht in der Zusammensetzung dem der gesunden Tiere (Argüello et al., 2019). Es stellt sich die Frage, ob Tiere bevorzugt anfällig werden, weil die Diversität des Mikrobioms bereits im Vorfeld gestört war, oder ob erst durch die Infektion eine Reduktion der Artenvielfalt im Darm stattfindet.

Der Effekt der in Kapitel 66.3 beschriebenen diätetischen Maßnahmen beruht weitgehend auf dem Aufbau einer stabilen, vielfältigen Darmflora. Eine gröbere Futterstruktur bremst die Magen-Darm-Passage und führt durch die längere Verweildauer im Magen zu einer besseren Einsäuerung der Ingesta und einer physiologischen pH-Wert-Absenkung. In der Folge haben zelluloseverdauende Mikroben der Art Firmicutes wie z.B. die Ruminococcaceae optimale Lebensbedingungen im Darm und

besetzen Nischen, die potentiell pathogenen Bakterien wie Salmonellen dann nicht mehr zur Verfügung stehen. Die pH-Wert-Absenkung, die auch über die Verabreichung organischer Futtersäuren erreicht wird, selektiert Keime aus, die es nicht gern sauer mögen. Die Verabreichung von Präbiotika wie Laktulose oder Inulin bietet vielen Mikrobiota im Darm ein dankbares Substrat, da sie schneller zu Energie in Form von Acetat, Propionat und Butyrat umgesetzt werden können. Gelegentlich werden diese kurz- und mittelkettigen Fettsäuren auch direkt verfüttert, wie auch lebende Bakterienkulturen (z.B. *Bifidobacterium thermophilum*) als probiotische Zusätze gegeben werden, um die bei einer Dysbiose auftretenden Mangelzustände vorübergehend zu überbrücken. Hat sich wieder eine stabile Darmflora etabliert, können Futteradditiva wie Prä- oder Probiotika schadlos wieder abgesetzt werden. Der Einsatz von Säuren und/oder grobstrukturiertem Futter bleibt jedoch essentiell, um die „guten“ Mikrobiota im Darm zu fördern bzw. pathogene zu unterdrücken. Dies wird auch allen Betrieben im Rahmen der Salmonellenbekämpfung empfohlen.

Um dauerhaft eine intakte, mikrobiotisch diverse Keimflora im Darm zu etablieren muss bereits vor der Geburt ein Milieu geschaffen werden, in dem die neugeborenen Ferkel optimal „begrüßt“ werden. Das fängt bei der gut konditionierten, gesunden Muttersau an, die am besten schon eine Woche vor dem Abferkeltermin in ihre Abferkelbucht umgestallt wird und dort ihre Keime in der Umgebung verteilen kann. Stressvermeidung innerhalb der ersten 5 Lebenstage durch den vorübergehenden Verzicht auf Ferkeltausch und zotechnische Maßnahmen sorgt für mehr Stabilität bei Sau und Ferkeln. Frühes Anbieten von „festem“ Futter und organischem Beschäftigungsmaterial bringt zusätzliche Keime in den Stall, die später für die Zelluloseverdauung im Darm benötigt werden.

Im Gegenzug sind alle Faktoren zu vermeiden, die sich negativ auf die Darmgesundheit auswirken. Dazu gehören in erster Linie alle bakteriellen Infektionen, zu deren Bekämpfung routinemäßig Antibiotika eingesetzt werden müssen. Aber natürlich sind auch alle akuten Darmerkrankungen viraler oder parasitärer Ursache beim Aufbau einer stabilen Darmflora hinderlich und müssen entsprechend bekämpft werden. In der Aufzucht gilt es, abrupte Futterwechsel oder Fehler in der Ration genauso wie Stress und Überforderung bei der Futteraufnahme zu vermeiden.

Der Darm des Ferkels macht in den ersten 8 Lebenswochen eine enorme strukturelle Entwicklung durch, die geprägt ist durch die wachsende eigene Immunkompetenz des lymphatischen Systems, die Ausbildung der Darmzotten und der Mucusbildung. Parallel dazu stellt sich die Darmflora von Milch- auf Zelluloseverdauung um, während die schützenden maternalen Antikörper verschwinden. In dieser Phase sind die Tiere besonders krankheitsanfällig, daher ist es kein Zufall, dass u.a. auch Pathogene wie Salmonellen öfter in der Ferkelaufzucht nachgewiesen werden. Mittlerweile sind verschiedene „Leitmikrobiota“ bekannt, die positive Effekte auf die Gesundheit und Entwicklung der Ferkel haben. In der Säugephase sind es *Ruminococcaceae*, die für besondere Frohwüchsigkeit entscheidend sind, während *Prevotella* offenbar nach dem Absetzen die Tageszunahmen steigern. Nach Untersuchungen von Karasova et. al. (2021) scheinen dagegen große Mengen *Actinobacteria* im Darmmikrobiom vor dem Absetzen auf ein erhöhtes Risiko für Absetzdurchfall bei Ferkeln hinzuweisen, während große Mengen Bakterien in Form von Chlamydien und *Helicobacter* sich als Mar-

Salmonellen beim Schwein – Beratungsempfehlungen der Schweinegesundheitsdienste
ker für eine stabile Darmgesundheit beim Absetzferkel erwiesen haben. Bislang ist das nur von akademischem Interesse, aber irgendwann wird es möglich sein, das „optimale“ Mikrobiom für Tier und Mensch gezielt zu designen.

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

6 Erstellung eines Maßnahmenkatalogs

J. Schulte-Wülwer, K.-H. Schulz (SGD – Niedersachsen/Mecklenburg-Vorpommern)

Bei der Salmonellenbekämpfung haben alle Maßnahmen zur Verbesserung der Hygiene oberste Priorität. Dazu gehören ein geregelter und kontrollierter Tierverkehr, ein konsequentes Rein-Raus-Verfahren bei den einzelnen Tiergruppen, eine gezielte und effektive Reinigung und Desinfektion, eine effektive Schädnerbekämpfung sowie eine Verbesserung der Futterhygiene. Darüber hinaus macht es wenig Sinn, eine Salmonellenreduzierung getrennt von anderen gesundheitlichen Bestandsproblemen anzugehen. Neben der Verhinderung des Salmonelleneintrages und der Unterbindung einer Salmonellenausbreitung im Bestand stellt die Stärkung der Widerstandskraft der Schweine die dritte Säule der Salmonellenbekämpfung bzw. -reduzierung dar (Abb. 6).



Abb. 88: Vermeidung einer Salmonellenproblematik

Achtung:

Nur bei ganzheitlichem Vorgehen und der effektiven Behebung von chronischen oder fortdauernden Bestandserkrankungen ist eine nachhaltige Salmonellenreduzierung im Bestand zu erwarten!

6.1 Reinigung und Desinfektion

A. Amthor, P. Roesner, P. Schwödauer (SGD – Thüringen)

Salmonellen vermehren sich bei Temperaturen zwischen etwa 10 und 47° C (in Einzelfällen bereits bei 6 bis 8° C) und in einem pH-Bereich zwischen 4,5 und 9. Außerhalb des Tierkörpers (angetrockneter Kot, Boden, Abwasser, Stallstaub etc.) oder eingefroren überleben sie monate- und mitunter jahrelang. Durch Temperaturen von über 70° C sowie UV-Strahlung (Sonne) werden sie hingegen rasch abgetötet.

Schon ein einmaliger Salmonelleneintrag führt bei wiederholten Reinigungs- und Desinfektionsfehlern zu einem stetigen Anstieg der Salmonellenbesiedlung und somit der Zirkulation des Erregers im Bestand (Entstehung eines Hospitalismus). Angepasste Reinigungs – und Desinfektionspläne müssen bei bestehender Problematik routinemäßig etabliert werden.

Die Wirksamkeit der Desinfektion wird maßgeblich vom Reinheitsgrad der Flächen beeinflusst. Eine Desinfektion ohne vorherige gründliche Reinigung ist wirkungslos. Ebenso ist eine gründliche Reinigung und wirksame Desinfektion in belegten, nicht im Rein-Raus-Prinzip bewirtschafteten Ställen bzw. Stallabteilungen nicht oder nur bedingt möglich und in der kälteren Jahreszeit hier oft mehr von Schaden als von Nutzen.

Wie sollte man herangehen?

Vorarbeiten:

- Bewegliche Einrichtungsteile herausnehmen und separat reinigen und desinfizieren.
- Grobreinigung. Gülle ablassen, Einstreu entfernen.
- Organisches Beschäftigungsmaterial (Stricke, Jutesäcke, Holz) entfernen!
- Spaltenböden (wenn möglich) herausnehmen oder ankippen.
- Elektrische Anlagen schützen, abschalten oder demontieren.

Einweichen:

- Berieselungsanlage oder mobile Gerätetechnik verwenden.
- Möglichst waschaktive, fettlösende Reinigungsmittel (Tenside) zusetzen.

Reinigen:

- In belegten Ställen keine Hochdruckreiniger verwenden.
- In unbelegten Ställen Hochdruckreiniger einsetzen, der Einsatz von Schaum verbessert den Reinigungseffekt deutlich. (Hier den Schaum immer von unten nach oben auftragen, damit der Schaum besser haftet!)
- Das Reinigungswasser sollte mindestens 70 °C haben!
- Reinigungsrichtung „von oben nach unten / von hinten nach vorn.“

- Oberflächenstruktur, Farbe und ursprüngliche Beschaffenheit des Materials müssen nach der Reinigung deutlich erkennbar und abfließendes Spülwasser frei von Schmutzteilchen sein.
- Besondere Aufmerksamkeit ist den schwerzugänglichen Einrichtungsgegenständen, wie Futtertröge, Ecken, Kanten, auch dem Beschäftigungsmaterial zu widmen
- Spülwasser aus Fütterungseinrichtungen, Tränken, (Güllekanal) entfernen.
- Wände sind soweit als möglich auf der gesamten Höhe zu reinigen, gegebenenfalls unter Einbeziehung der Decken, Rieseldecken aus entsprechendem Abstand vorsichtig einzubeziehen.
- Im Einzelfall kann das Demontieren, Entstauben und Reinigen der Zuluftplatten erforderlich werden
- Lüftung und ggf. Heizung einschalten. Flächen abtrocknen lassen (Grauschimmer auf Betonflächen).
- Wenn möglich, Flächen abflammen.

Desinfizieren:

- Das passende und wirksame Desinfektionsmittel auswählen:
 - Geprüfte Desinfektionsmittel verwenden (DVG-Liste, DLG-Gütezeichen).
 - Für die Salmonellenbekämpfung ist die Spalte 4a, die Konzentration für eine spezielle Desinfektion bei Bekämpfung, zu nutzen (im unbelegten Stall)!
 - Im belegten Stall ist eine vorbeugende Desinfektion (nach Spalte 4b) möglich!

Die aktuelle Liste der nach den Richtlinien der DVG geprüften und als wirksam befundenen Desinfektionsmittel für die Tierhaltung ist unter www.desinfektion-dvg.de verfügbar.

- Es ist wichtig, die spezifische und unterschiedliche Wirksamkeit der Desinfektionsmittel gegenüber Bakterien, Viren, Pilzen, Kokzidien und Parasiten zu beachten. So wirken beispielsweise weder die u.a. gegen Dauerstadien von Endoparasiten (Spulwurmeier) eingesetzten Kresole noch Cyanamid (Alzogur®) gegen Salmonellen.
- Nicht zielführend hinsichtlich der Salmonellenbekämpfung ist gleichfalls der Einsatz von Branntkalk.
- Bewährt haben sich sogenannte 2-Komponentenprodukte mit einer antimikrobiellen und antiparasitären Wirkung.
- Essentiell ist es auch, den Arbeits- und Umweltschutz im Umgang und beim Einsatz der Desinfektionsmittel zu beachten (z.B. „Erst das Wasser, dann die Säure“).
- Unbedingt notwendig: die Einsatztemperatur berücksichtigen.

Die DVG-Liste hat die Desinfektionsmittel bei Temperaturen von 4 °C, 10 °C und von 20° C. getestet. Die entsprechende Aufwandsmenge des gewählten Desinfektionsmittels kann der Liste entnommen werden. Bei niedrigeren Temperaturen erhöht sich die Aufwandsmenge entsprechend bei organischen Säuren teilweise erheblich. Ebenso muss die Einwirkzeit erhöht werden. Aldehydhaltige Präparate sind bei niedrigen Temperaturen (weniger als 15 bzw. 10° C) unwirksam.

- Der Wirkstoff muss von Zeit zu Zeit gewechselt werden.
- Es ist entscheidend für eine effektive Desinfektion, eine zweckdienliche Ausbringtechnik bereitzustellen. Die Möglichkeiten und Grenzen der Verfahren sind zu beachten.
 - Gießkanne:
Ungeeignet zum Desinfizieren von Schweineställen.
 - Rückenspritze:
Nur für kleine Flächen geeignet.
 - Vernebelungstechnik/ Verräucherung:
Geringer Wasseranteil, geringer Benetzungsgrad und „Tiefeneffekt“, Arbeitsschutzauflagen. Gute Eignung zur Desinfektion der Luft und Lüftungseinrichtung.
 - Hochdruckreiniger:
Gebrauchslösung vorher in einem Vorratsbehälter anmischen. Selbstzumischungseinrichtungen arbeiten oft ungenau (unterschiedliche Viskosität der Präparate wird nicht berücksichtigt).
 - Desinfektionsspritzen:
Können an Wasserschläuche angeschlossen werden. Genaue Dosierung.
 - Schaumdüsen:
Hinterlassen gut sichtbaren Schaumteppich auf desinfizierten Flächen. Längere Einwirkzeit auf vertikalen Flächen. Nicht für alle Desinfektionsmittel geeignet.
- Sachgerecht desinfizieren:
 - Flächen, Ausrüstungsteile und zu desinfizierende Gegenstände vor Beginn der Desinfektion abtrocknen lassen.
 - Lüftung ausschalten. Türen und Fenster schließen.
 - Alle Flächen, Ausrüstungsteile und Gegenstände gründlich mit Desinfektionslösung benetzen. Die Aufwandmenge der gebrauchsfertigen Desinfektionslösung beträgt grundsätzlich 0,4 Liter / m² zu desinfizierender Fläche.
 - Einwirkzeiten (Herstellerangabe) einhalten.
 - Nach Abschluss der Desinfektion Lüftung und ggf. Heizung einschalten. Flächen abtrocknen lassen.
 - Reste der Desinfektionslösung aus Fütterungseinrichtungen und Tränken entfernen.

Was muss wann gereinigt und desinfiziert werden?

- Vor jeder Neubelegung:
 - Stallboden, Wände bzw. Buchtenabtrennungen (> 1m Höhe), Stallausrüstung, Stallgänge, Arbeitsgeräte.
 - Alle zum Stall gehörenden Nebenräume (z.B. Vorraum, Hygieneschleuse, Futterraum)
 - Problembereiche einbeziehen: Fütterungseinrichtungen, Anmischbehälter, Futterleitungen, Abwurfrohre, Tränken (z.B. Rückseite der Nippeltränken), Decke, Lüftungssysteme, Spaltenbodenunterseite.
- Unverzüglich nach jedem Gebrauch:

- Tierwaage
- Transportfahrzeuge (auch zum innerbetrieblichen Transport eingesetzte Fahrzeuge).
- Treibgänge bzw. -wege, Verladeeinrichtungen, Treibbretter, Vorplätze.
- Raum bzw. Behälter zur Aufbewahrung toter Schweine (nach Abholung).
- Regelmäßig:
 - Sanitäre Einrichtungen, Aufenthaltsbereich.
 - Nicht unmittelbar zum Stall gehörenden Nebenräume (z.B. Futterlager, Futterhaus)

Und auch das gehört dazu:

- Stiefel/Schuhwerk, Arbeitsschutzbekleidung, persönliche Hygiene:
 - Stiefel/Schuhwerk nach Verlassen des Stalles gründlich reinigen und desinfizieren.
 - Schutzkleidung regelmäßig wechseln.
 - Betriebseigene Schutzkleidung und Stiefel für Besucher (auch für den Tierarzt) bereithalten.
 - Händewaschen nicht vergessen. Saubere Handtücher (besser: Einmalhandtücher).
- Desinfektionsbottich für Stiefel/Schuhwerk vor jeden Stall/jedes Stallabteil.
- Den Desinfektionsbottich bzw. die Desinfektionsmatte regelmäßig erneuern
- Instrumente nach der Einzeltierbehandlung reinigen, desinfizieren und sauber aufbewahren.
- Dokumentation der durchgeführten Reinigung und Desinfektion (Mittel, Menge, Konzentration, Temperatur, Anwender).
- Im Bedarfsfall Spezialfirma hinzuziehen.

6.2 Futter- und Tränkwasserhygiene

T. Schulze-Horsel (SGD – Nordrhein-Westfalen)

Getreide; Reinigung, Konservierung, Lagerung

Nach der Ernte sollte das Getreide grundsätzlich gereinigt werden. Zur Lagerung kann Getreide getrocknet, gekühlt, säurekonserviert oder luftdicht abgeschlossen gelagert werden.

Ziel der Behandlung des Getreides ist es, ein wertvolles, stabil lagerbares Ausgangsmaterial für die Fütterung der Schweine zu erhalten. Dazu soll die Vermehrung schädlicher Mikroorganismen verhindert werden. Die Vermehrung von Keimen, die der Verdauung des Schweins eher nützlich sind, wird durch einige Konservierungsverfahren gefördert. Insbesondere die Konservierung durch Zusatz organischer Säuren (Propionsäure und Gemische mit hohem Anteil an Propionsäure) ist aus tierärztlicher Sicht besonders günstig. So beeinflusst die zugesetzte Säure nicht nur die Zusammensetzung und Menge der Bakterienflora auf den konservierten Getreidekörnern, sondern hat bei Aufnahme in den Magen-Darm-Trakt der Schweine eine positive Wirkung auf die Darmflora sowie einen eigenen Futterwert, der den Tieren ebenfalls zugutekommt.

Eine Säurekonservierung kann mit Propionsäure erfolgen, dabei sollten bei 16% Restfeuchte etwa 0,8 % Propionsäure zugesetzt werden. Inzwischen hat sich jedoch der Einsatz sogenannter NC-Säuren durchgesetzt. Das sind abgepufferte Säuren / Säuregemische, die wesentlich weniger korrosiv sind und auch den Anwender weniger belasten. Hier muss die Dosierung unter Berücksichtigung des Säuregehaltes und der Restfeuchte des Getreides erfolgen. Wichtig ist, dass die Fördermenge der Dosierpumpe mit dem jeweiligen Produkt und unter den tatsächlichen Temperaturen ausgelitert wird, da die Säureprodukte stark unterschiedliche Viskositäten aufweisen. Beim Umgang mit Säuren ist Schutzkleidung (incl. Handschuhe, Schutzbrille) zu tragen.

Wenn das Getreide getrocknet wird, sollte die Restfeuchte max. 14% betragen. Wichtig ist, dass am Ende gekühlt wird, um Kondensfeuchte im Stapel zu verhindern. Geeignet für eine Kühlung und Belüftung ist auch eine Umlagerung des Stapels.

Wird Getreide gekühlt gelagert, ist auf eine ebene Oberfläche des Stapels und auf regelmäßiges Nachkühlen/Belüften zu achten.

Die Lagerung findet in Hochsilos offen/geschlossen (luftdicht) oder in Flachlagern statt.

Offene Hochsilos und Flachlager sind prinzipiell gefährdet, durch Vogelkot verschmutzt zu werden. Im Flachlager besteht zusätzlich je nach Ausführung die Gefahr des Koteintrags durch Schadnager, Katzen und Hunde.

Als Schutzmaßnahme bietet sich an, die Vorderseite des Flachlagers durch eine ca. 1m hohe Bohlenwand zu begrenzen und den Getreidestapel nach dem Abkühlen mit Rübenvlies abzudecken. Bei der luftdichten Lagerung kommt es mitunter zu Problemen durch Luftzutritt aufgrund defekter Überdruckventile oder Atemsäcke. Als Folge tritt je nach Feuchte des eingelagerten Materials massiver

Verderb ein. Sicherer ist, auch in Hochsilos für luftdichte Lagerung das Getreide mit Propionsäurezusatz einzulagern.

Wird nur Fertigfutter zugekauft, ist besonders in Außensilos auf die Silohygiene zu achten. Aufgrund von Kondenswasserbildung kommt es im oberen Silobereich zu Anbackungen, in denen massiver Verderb durch Bakterien und Schimmelpilze stattfindet.

Spezialisierte Unternehmen bieten inzwischen die Reinigung und Desinfektion solcher Silos mit einem Roboter an.

Generell wichtig ist, dass Fertigfutter nur für einen Zeitraum von maximal 3 Monaten gelagert wird.

Flüssigfutter

In der Flüssigfütterung stellt sich mit der Zeit ein komplexes biologisches Gleichgewicht aus Bakterien und Pilzen ein.

Es ist sinnvoll, einer übermäßigen Vermehrung von schädlichen Mikroorganismen vorzubeugen und dem Futter regelmäßig Säure (Ameisensäure oder Propionsäure oder Säuregemische mit Ameisensäure/Propionsäure als Hauptkomponenten) zuzusetzen. Dies sollte in einer Dosierung von etwa 0,2 % Säure im fertigen Fließfutter geschehen. Soll darüber hinaus ein Effekt gegen Salmonellen erreicht werden, muss die Dosierung auf 0,3-0,4 % Säure im Futter erhöht werden.

Trotz des Einsatzes von Säure im Futter kann es zu einer Vermehrung säuretoleranter Hefen im Fütterungssystem kommen. Es können dann nach der Fütterung plötzliche Todesfälle mit schnellem Aufgasen der Kadaver auftreten. Ursache ist hier oft eine Magen-Darm-Drehung durch eine übermäßige Gasbildung durch Hefen im Magen-Darm-Trakt der Tiere.

Spätestens wenn dieses Krankheitsbild auftritt, besser in regelmäßigen Abständen, muss das gesamte Fütterungssystem einer Grundreinigung unterzogen werden.

Dazu wird bei einer Fütterung die Anlage restlos entleert und danach mit 1-2% iger Natronlauge gespült. Dabei ist darauf zu achten, dass sich nirgendwo im Leitungssystem unvollständig gelöste Ätznatronpartikel sammeln, da durch die bei der Auflösung entstehende Hitze die Rohre schmelzen können. Die Spülflüssigkeit ist also in ständiger Bewegung zu halten. Es ist auch darauf zu achten, dass alle Ventile dicht schließen, denn eine Aufnahme der Spüllösung durch die Schweine führt zu schwersten Verätzungen von Maul- und Rachenschleimhaut. Nachdem alle Kreise des Leitungssystems für jeweils mindestens 30 min gespült wurden, ist die Spülflüssigkeit in die Gülle zu entleeren, so dass keine Schweine Zugang dazu haben. Anschließend muss mit reichlich klarem Wasser die gesamte Anlage nachgespült werden. Alternativ oder im Wechsel kann auch 0,5-1% handelsübliche Chlorbleichlauge eingesetzt werden. Säurenebler oder leistungsfähige UV-Strahler sind geeignet, um unerwünschtes Pilz- und Bakterienwachstum an Wänden und Decke des Fütterungsbehälters zu unterdrücken. Ist keine derartige Technik installiert, muss der Behälter der Flüssigfütterung 1x täglich mit dem Hochdruckreiniger gereinigt werden.

Optimal ist, wenn dann der Deckel bis zur nächsten Fütterung geöffnet bleibt. So können die Innenflächen des Behälters abtrocknen und Keime die Lebensgrundlage entzogen.

In Trockenfütterungsanlagen sind aus hygienischer Sicht besonders die Volumendosierer und Fallrohre problematisch, da es hier insbesondere bei Befall mit Mehlmoten zu Anbackungen und Ansammlungen von Futter kommen kann. Auch der Mündungsbereich der Rohre über dem Trog kann ein Problem sein, wenn die Schweine Wasser in die Rohrmündungen spielen können.

Abhilfe schafft hier das Reinigen der Fallrohre mit Druckluft oder Wasser (Spülmaus).

Dabei sollte dafür gesorgt sein, dass die verdorbenen Futterreste nicht im Trog verbleiben.

Tränkwasserhygiene

Generell ist aus hygienischer Sicht jeglicher Zusatz von Substanzen zum Trinkwasser kritisch zu beurteilen. Selbst Antibiotikarückstände können eine Grundlage für mikrobielles Wachstum sein.

Wenn doch eine Medikation über die Trinkwasserleitung erforderlich ist, sollte auf jeden Fall im Anschluss daran das Leitungssystem mit einem Säurepräparat (Ameisensäure oder Propionsäure als Hauptbestandteil) in einer Konzentration von max. 0,3% über einen Zeitraum von 24 Stunden gespült werden.

Im Serviceintervall zwischen zwei Mast- oder Aufzuchtdurchgängen erfolgt dann die Grundreinigung. Dazu wird zunächst das Wasser abgelassen, indem Wäscheklammern auf die Tränkenippel gesetzt werden. Danach wird die Leitung vollständig mit der Spüllösung (2% Wasserstoffperoxid oder 3-4% Natronlauge) gefüllt. Über Betätigen der Nippel wird sichergestellt, dass auch alle Stichleitungen mit der Spüllösung gefüllt sind.

Nach 2-3 Stunden wird dann das Leitungssystem mit klarem Wasser gespült. Wichtig ist, dass insbesondere Natronlaugeester im Tierbereich vollständig weggespült werden.

Dauerentkeimung

Eine Dauerentkeimung kann durchgeführt werden z. B. mit einem Medikamentendosierer mit 0,2-0,3% Säure (Ameisensäure, Propionsäure oder Gemische) oder mit 50-70ml Chlorbleichlauge pro 1000 l Wasser oder mit Tränkwasserdesinfektionsmitteln auf Peroxidbasis.

Eine sehr gute desinfizierende Wirkung mit einem nachhaltigen Abbau von Biofilm in der Leitung erzielt man mit Chlordioxid. Für die Dosierung wird eine spezielle Dosierpumpe benötigt, die elektronisch gesteuert auch sehr kleine Volumina zudosieren kann. Die Einstellung der Dosierung erfolgt individuell nach dem Verbrauch des Chlordioxids im Leitungssystem. Dazu wird der Gehalt am Leitungsende mit einem Indikator gemessen. Alle Verfahren zur Dauerentkeimung sollten während des Einsatzes von Medikamenten im Tränkwasser abgeschaltet werden, damit es nicht zu Wechselwirkungen zwischen Medikamenten und Desinfektionsmitteln kommt.

Produkthaftung

Werden Präparate zur Reinigung und Desinfektion für die Futter- oder Wasserhygiene eingesetzt die vom Hersteller für diesen Zweck ausgelobt sind, so haftet der Hersteller im Sinne des Produkthaftungsgesetzes. Werden Rohstoffe eingesetzt, haftet der Landwirt im Sinne des Produkthaftungsgesetzes. Dass im vorliegenden Text die Rohstoffbezeichnungen angeführt sind soll nicht heißen, dass diese Substanzen als Rohstoff im Sinne des Gesetzes angewandt werden müssen. Es soll vielmehr dem Anwender die Möglichkeit gegeben werden anhand der Inhaltsstoffe die Wirkprinzipien angebotener Produkte mit den gegebenen Empfehlungen zu vergleichen und geeignete Produkte auszuwählen. Letztlich liegt es dann in der Verantwortung des Landwirts, für eine Entscheidung Kosten und Risiken abzuwägen.



Abb. 99: Chlordioxid ist sehr gut geeignet zur Dauerdesinfektion von Tränkwasser

Copyright: Arbeit

6.3 Diätetische Maßnahmen

T. Schulze-Horsel (SGD – Nordrhein-Westfalen)

Es gibt eine Reihe von Fütterungsmaßnahmen von denen man weiß, dass sie helfen, die Salmonellenbelastung in einer infizierten Tiergruppe zu reduzieren.

So gibt es einen Einfluss der Futterstruktur: mehlförmiges Futter ist günstiger als pelletiertes, granuliertes Futter liegt dazwischen.

Auch eine grobere Vermahlung hilft die Salmonellenbelastung zu reduzieren. Hierbei ist allerdings zu beachten, dass eine zu grobe Vermahlung die Futtermittelverwertung verschlechtern kann. Vor Änderungen an der Mühle sollte zunächst eine Siebprobe gemacht werden. Auch bei pelletiertem und gebröseltem Futter kann der Vermahlungsgrad zu fein sein. Um dem auf die Spur zu kommen, kann man sich vom Hersteller eine Futterprobe von dem Ausgangsmehl vor der Pelletierung geben lassen. Ist diese nicht verfügbar, hilft nur eine kostenträchtige Nassfraktionierung wie sie z. B. vom Institut für Tierernährung der Tierärztlichen Hochschule Hannover angeboten wird.

Es ist bekannt, dass ein Säurezusatz zum Futter bakterielles Wachstum hemmt. Dies geschieht einmal durch die pH-Wert-Verschiebung in den sauren Bereich. Daneben gibt es eine spezifische Wirkung des jeweiligen Säuremoleküls gegen bestimmte Mikroorganismen. Diese Wirkung beruht auf den undissoziierten Säuremolekülen, die aufgrund ihrer Struktur in die Zellen Gram-negativer Bakterien eindringen können. Dort dissoziieren sie. Die entstehenden H^+ -Ionen senken den pH-Wert in der Zelle, während der Säurerest in die DNA-Synthese im Zellkern eingreift. Bei ausreichender Säurekonzentration führt das zum Tod der Zelle. Reicht die Konzentration nicht aus, können die Bakterien den pH unter Energieaufwand ausgleichen und die Säure verstoffwechseln. Aufgrund ihrer unterschiedlichen Säurereststruktur wirken Ameisensäure und Essigsäure gegen Bakterien und Hefen, Propionsäure gegen Hefen und Schimmelpilze, Milchsäure, Fumarsäure und Zitronensäure gegen Bakterien und Sorbinsäure und Benzoesäure gegen Hefen, Schimmelpilze und Bakterien. Die Wirkung in der Praxis wird bestimmt durch den pH-Wert des Futters, den Anteil undissoziierter Säuremoleküle beim pH-Wert des Futters (lässt sich aus dem pK_S-Wert ableiten) sowie der spezifischen Wirkung des Säurerestes der eingesetzten Säure. Um die unterschiedlichen antimikrobiellen Effekte auszunutzen und aufgrund unterschiedlicher Schmachhaftigkeit der organischen Säuren werden speziell für den Einsatz in der Nutztierfütterung unterschiedliche Kombinationen mehrerer Säuren angeboten, die in der Regel abgepuffert sind. Durch das Abpuffern sind die Säuregemische weniger korrosiv und der Anteil der Säuremoleküle, die im Futter im aktiven Zustand vorliegen, ist hoch.

Tab. 1: Eigenschaften wichtiger organischer Säuren

Säure	Molmasse g/Mol	pKs-Wert	Aggregatzustand	Spezifische Wirkung gegen	Wirkung gegen Salm in vitro	Eigenschaften
Ameisensäure	46	3,75	Flüssig	Bakterien, Hefen	+++	Stechender Geruch, korrosiv
Essigsäure	60	4,75	Flüssig	Bakterien, Hefen	++	Stechender Geruch, korrosiv
Propionsäure	74	4,87	Flüssig	Schimmel, Hefen	++	Stechender Geruch, korrosiv
Milchsäure	90	3,83	Flüssig	Bakterien	+	angenehmer Geruch, korrosiv
Fumarsäure	116	3,0 / 4,4	Fest	Bakterien	++	Geruchlos schwer löslich in H ₂ O
Zitronensäure	192	3,1 / 6,0 / 6,4	Fest	Bakterien	+	Geruchlos
Sorbinsäure	112	4,76	Fest	Bakterien, Hefen, Schimmel	++	Geruchlos schwer löslich in H ₂ O
Benzoessäure	121	4,2	Fest	Bakterien, Hefen, Schimmel	++	Unangenehmer Geruch
Kaliumdiformiat	125		Fest	Bakterien, Hefen	+++	Gekapselt verfügbar
Ca-formiat	130	---	Fest	Bakterien, Hefen	nicht getestet	

modifiziert nach Rimbach 2008 und Lückstädt 2007

Gegen Salmonellen kann man sowohl durch den Einsatz organischer Säuren als auch ihrer Salze Erfolge erzielen. Gute Erfahrungen liegen vor mit Ameisensäure, Propionsäure, Benzoessäure sowie mit Säuregemischen, die eine oder mehrere dieser Säuren als Hauptbestandteile enthalten.

Die Dosierung richtet sich zum Teil nach dem pH-Wert des Futters. Als Richtschnur kann für Ameisensäure und Propionsäure (sowie Gemische daraus) eine Anfangsdosierung von 0,2-0,3 % Säure im Flüssigfutter und 0,8-1 % Säure oder Salz der Säure im Trockenfutter dienen. Die Säure sollte nur so hoch dosiert werden, dass es gerade zu keiner Verminderung der Akzeptanz des Futters kommt. Für die Akzeptanz des Futters ist der pH-Wert des Futters ein entscheidender Faktor. Fällt der pH unter den Bereich 4,5-4,2, kommt es zu reduzierten Futteraufnahmen. Wenn in der Ration

bereits sehr saure Komponenten enthalten sind, kann es erforderlich sein, diese zu reduzieren, um durch den Säurezusatz nicht in den kritischen pH-Bereich zu kommen. Einige Hersteller bieten gekapselte Säuren an, bei denen die einzelnen Säurekristalle mit Fetten umhüllt sind. Der Vorteil dieser gekapselten Präparate liegt einmal darin, dass die korrosiven Eigenschaften der Säure in der Fütterungstechnik kaum noch Auswirkungen haben. Darüber hinaus sollen die Säuren durch die Verkapselung im Verdauungstrakt zum großen Teil erst im Dünndarm freigesetzt werden und sich hier positiv auf die Darmflora auswirken.

Für Benzoesäure, die als kristallines Pulver vorliegt, schreibt der Gesetzgeber eine Dosierung von 0,5-1% im Trockenfutter vor, das entspricht etwa 0,13-0,26% im Fließfutter.

Wird Fertigfutter eingesetzt, kann Kaliumdiformiat, das unter dem Namen „Formi“ eine Zulassung als nichtantibiotischer Leistungsförderer hat, eingesetzt werden. Einige Kraftfutterwerke mischen auch gepufferte flüssige Säure ins Trockenfutter ein.

Seit kurzem werden sogenannte mittelkettige Fettsäuren von einigen Herstellern beworben. Diese sollen neben den bereits dargestellten antibakteriellen Effekten zusätzlich gezielt die Besiedlung mit spezifisch pathogenen Keimen wie z. B. *Streptococcus suis* reduzieren.

Ein weiterer positiver Effekt lässt sich mit einer Erhöhung des Gerstenanteils in der Ration erreichen. Dabei sind mindestens 30% Gerste in der Ration wünschenswert.

Säurezusatz zum Tränkewasser:

Wenn ein Einsatz von Säuren im Futter in einem Betrieb aus technischen Gründen nicht möglich ist, besteht auch die Möglichkeit Säuren über das Tränkewasser zu verabreichen. Dazu werden von verschiedenen Firmen Säurekombinationen angeboten. Auch ein Einsatz von Ameisensäure oder Propionsäure ist möglich. Wichtig ist, dass der vom Hersteller angegebene pH-Wert des Wassers im Leitungssystem bzw. die vorgeschriebene Konzentration (bei Ameisensäure bzw. Propionsäure etwa 2-3 l/m³) eingehalten wird. Als technische Voraussetzung ist ein säurefester Medikamentendosierer oder eine elektronisch gesteuerte Dosierpumpe erforderlich. Auch eine händische Zudosierung in einen Wasservorlaufbehälter ist denkbar. In den Niederlanden ist die Verabreichung von Säuren mit dem Tränkewasser weit verbreitet. In Nordrhein-Westfalen sind einige Fälle bekannt, in denen es nach längerem Einsatz von Säurepräparaten im Tränkewasser zu einer plötzlichen explosionsartigen Vermehrung des Biofilms im Leitungssystem kam. In den betroffenen Ställen musste entweder das gesamte Leitungssystem mühselig gespült oder vollständig erneuert werden. Warum es zu dieser plötzlichen Vermehrung kommen konnte, ist letztendlich nicht geklärt, aber es ist zu vermuten, dass entweder die Säurekonzentration, wodurch auch immer, unter den kritischen Wert gefallen ist, der für eine antimikrobielle Wirkung erforderlich ist, oder Mikroorganismen selektiert wurden, die auch unter den herrschenden sehr sauren Bedingungen überleben konnten. Da beides nicht sicher zu vermeiden ist und ein plötzliches Verstopfen des gesamten Wasserleitungssystems zumindest großen

Stress für Mensch und Tier bedeutet, ist der Säureverabreichung über das Futter der Vorzug zu geben.

Weitere Produkte, mit denen eine Reduktion der Salmonellenbelastung erreicht werden kann, sind Laktulose, ein Oligosaccharid, das in der Humanmedizin zur Sanierung von Salmonellosepatienten eingesetzt wird und Probiotika wie z. B. Bioplus 2B. Hierbei handelt es sich um Dauerstadien von erwünschten Bakterien die dem Futter zugesetzt werden, um den Darm zu besiedeln und dort Salmonellen zu verdrängen bzw. durch ihre Stoffwechselprodukte (z.B. Milchsäure) ein für Salmonellen ungünstiges Milieu zu erzeugen.

Auch eine Fermentation des Getreides vor dem Verfüttern kann durch die gebildete Milchsäure möglicherweise den Salmonellendruck im Verdauungstrakt reduzieren.

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

6.4 Bekämpfung von Schadnagern

O. Hornstein (SGD – Baden-Württemberg)

Tierstallungen, Futtermittellager sowie Getreidevorräte bilden gute Voraussetzungen für die Entwicklung und Etablierung von Nagerkolonien. Hier haben sich Wanderratte, Hausratte und Hausmaus zu Spezialisten herangebildet, die zumeist ohne natürliche Feinde sind. Ihre Anpassungsfähigkeit an Umweltbedingungen ist eine hervorragende Eigenschaft der Schadnager, die durch eine gute Orientierungs- und Lernfähigkeit unterstützt wird.

Biologie:

Hausmäuse mit einem Körpergewicht bis 30 g sind Allesfresser.

Die Fortpflanzung findet ganzjährig statt mit einer Tragzeit von 19 Tagen. Mäuse sind mit 6-8 Wochen geschlechtsreif und gebären bis zu 8mal/Jahr. Bei einer Lebenserwartung von einem Jahr sind pro Weibchen über 30 überlebende Nachkommen zu erwarten.

Hausratten werden bis 250 g schwer und sind Allesfresser. Die Fortpflanzung findet vor allem im Frühjahr und Herbst statt mit einer Tragezeit von 22 Tagen. Hausratten sind mit 2-3 Monaten geschlechtsreif. Bei bis zu 4 Würfen pro Jahr mit 4-8 Jungen pro Wurf sind unter günstigen Bedingungen von einem Weibchen über 20 überlebende Nachkommen zu erwarten.

Die mit bis zu 500 g etwas größeren und schwereren Wanderratten fressen alles, haben aber gelegentlich eine Vorliebe für Fleisch (Ferkel, Küken etc.) Die Parameter zur Fortpflanzung und Nachkommenschaft sind wie die der Hausratte.

Drei Verhaltensweisen prägen die Lebensweise der Schadnager: Nageverhalten, Deckung und Nestbau. Mit dem Nagen wird die Erschließung neuer Lebensräume erleichtert. Die Tiere leben vorzugsweise in der Dunkelheit sowie in enger, die Körperoberfläche berührender Umgebung. Der Nestbau dient nicht nur der Jungenaufzucht, sondern allgemein der Schaffung eines geschützten, trockenen und temperaturgeschützten Aufenthalts- und Schlafortes.

Ratten und Mäuse leben in verschiedengeschlechtlichen Großfamilien bzw. Rudeln von bis zu 100 Tieren. Eng umschriebene Reviere (Territorien) werden markiert und verteidigt. Außerhalb des Reviers liegt der Aktionsraum, der für Futterbeschaffung und Reviererweiterung benutzt wird.

Schadwirkung:

Die hauptsächlichsten Schäden resultieren neben dem Verzehr v.a. aus Verunreinigung von Futter und Lebensmitteln und aus Zerstörung von Bausubstanz, Einrichtung und Installationen (Isolierung, Kabel etc.). Eine erwachsene Ratte verzehrt täglich 30-50 g Getreidekörner oder -produkte (Brot); dies entspricht 10 bis 18 kg pro Jahr. Im Vergleich hierzu frisst eine Maus täglich etwa 4 g Körner, entsprechend 1,5 kg pro Jahr. Wanderratten fressen auch Eier, Küken und sogar neugeborene Ferkel. Eine Übertragung von Infektionskrankheiten bzw. -erregern wie Pest, Leptospirose und auch Salmonellen ist bekannt.

Bekämpfung:

Mechanische und hygienische Maßnahmen:

Verhindern des Eindringens von Schadnagern (Fenster und Türen verschließen, abdichten mit Netzen oder Gittern).

Verbauen beliebter Nestplätze wie Ritzen, Spalten und Abdichten von toten Räumen, Aufräumen der Stallumgebung, Anlage von Kiesstreifen um die Gebäude.

Entzug der Nahrungsquellen durch regelmäßige Reinigung und Entfernen der Futterreste.

Regelmäßige Kontrolle, ob Schadnagerspuren (Kot-, Urin-, Fraß- und Nagespuren)

vorhanden sind. Wenn bereits eine starke Nagerpopulation vorhanden ist, muss vor den Hygienemaßnahmen eine Bekämpfung erfolgen.

Bekämpfung durch Fallen und chemische Maßnahmen:

Mäuse fressen an verschiedenen Stellen immer nur kleine Mengen. Daher sind für die Mäusebekämpfung immer mehrere Köderstellen einzurichten. Die Köder sollten an Stellen mit sichtbarer Mäuseaktivität nahe an Wänden und an Schlupfwinkeln platziert werden.

Eine Bekämpfung von Ratten beginnt außerhalb des Stalles. Rund um ihren Bau laufen Ratten auf durch Urin markierten Wechsell. Diese sind nach längerem Benutzen deutlich sichtbar, und sie werden von den Ratten durch Scharren und Nagen an Engstellen wie Mauerdurchbrüchen freigehalten. Bei Veränderungen können die Tiere die Wechsel kurzfristig meiden. Meist werden sie aber nach wenigen Tagen wieder genutzt.

Auf diesen Wechsell (Wanderwege, Schlupfnischen, Rohre) sind attraktive Köder im Abstand von ca. 20 m auszubringen. Die Köder sollten direkt an den Laufwegen (auch außerhalb der Gebäude) und vor den Schlupflöchern liegen, um eine Barriere zwischen Nestern und Futterstellen zu schaffen. Um eine versehentliche Aufnahme durch Haustiere zu vermeiden, sollten die Köder unbedingt in Boxen ausgelegt oder abgedeckt werden. Sehr wirksam ist auch die Ausbringung von Gift in Form von Schaum oder Gel direkt in die Schlupflöcher oder Gänge. Die im Fell haftenden Mittel werden bei der Fellreinigung aufgenommen. Diese Fellpflege ist sehr gründlich und nimmt bei Verschmutzung viel Zeit in Anspruch. Mit den Pfoten wird das Fell gereinigt und der Schmutz an den Pfoten wird dann abgeleckt. Dabei ist der Geschmack der Verunreinigung uninteressant.

Entwesung durch Begasung bzw. Gasbildung:

Dies kann nur im geräumten Stall durchgeführt werden, bzw. wird im Ackerbau eingesetzt. Die Phosphinbildner Aluminiumphosphid und Magnesiumphosphid bilden mit Wasser Phosphorwasserstoff, der sich als Atemgift in den unterirdischen Gängen der Nagetiere verbreitet. Phosphorwasserstoff ist aber leicht entzündlich und kann mit Luft eine gefährliche explosionsfähige Mischung bilden. Auch aus diesem Grund darf das Mittel nicht in der Nähe von Oberflächengewässern eingesetzt werden.

Die Durchführung von Begasungen mit einigen dieser Wirkstoffe ist in Deutschland erlaubnispflichtig.

Als Repellens eingesetzt wird z.B. Calciumcarbid, das bei der Reaktion mit Feuchtigkeit Ethin bildet, welches die unangenehm riechenden Gase Phosphorwasserstoff, Ammoniak und Schwefelwasserstoff beinhaltet, welche die Nager vertreiben.

Fraßgifte:

Die hauptsächlich zur Nagerbekämpfung eingesetzten Mittel lassen sich in akut und subakut-chronisch wirkende Gifte einteilen, die in Form von Ködern, Streupulvern, Schaum, Gelen oder Pasten zur Aufnahme als Fraßgift angewendet werden.

Akut wirkende Mittel sind bereits bei einmaliger Aufnahme voll wirksam; sie bewirken zumeist einen qualvollen Tod. In Rattenkollektiven führen die auftretenden Vergiftungssymptome oft zu Köderscheu der Restpopulation.

Beispiele für akut wirkenden Rodentizide sind Zinkphosphid, Arsenpräparate und Blausäure/Zyanwasserstoff (anorganische Substanzen).

Zu den subakut-chronisch wirkenden Mitteln gehören Blutgerinnungshemmer (Antikoagulantien, zumeist Cumarinderivate oder auch Camphechlor), die durch Blockierung von Vitamin K bei gesteigerter Kapillarpermeabilität zu einer beeinträchtigten Blutgerinnung führen.

Bei den Antikoagulantien unterscheidet man zwischen Produkten der ersten Generation (Warfarin, Chlorphacinon, Coumatetralyl) und der zweiten Generation (Bromadiolon, Difenacoum, Brodifacoum, Flocoumafen). Zur Verstärkung der Wirkung der Blutgerinnungshemmung sind den Mitteln teilweise auch Sulfonamide zugesetzt, welche Vitamin-K bildende Darmbakterien abtöten.

Die in der Folge auftretenden inneren Blutungen führen zu einem unauffälligen, d.h. schmerzlosen Tod. Die Tiere der Restpopulation entwickeln keine Köderscheu. Während die Präparate der ersten Generation erst bei mehrmaliger Aufnahme voll wirksam werden, genügt bei neueren Wirkstoffen aufgrund der geringeren letalen Dosis oft schon eine Einzeldosis.

Die Mittel werden nach ihrer Toxizität wie folgt eingeteilt:

Geringe Toxizität:	Warfarin, Chlorphacinon
Mittlere Toxizität.:	Bromadiolon, Coumatetralyl
Starke Toxizität.:	Difenacoum
Sehr starke Toxizität.:	Brodifacoum, Flocoumafen, Difethialon

Entsprechend der zunehmenden Toxizität nimmt auch die Wirksamkeit der Mittel gegen resistente Tiere zu. Über die Entstehung von giftresistenten Rattenstämmen wurde berichtet. Diese Ratten tragen ein Gen, welches verhindert, dass alle zurzeit verfügbaren Antikoagulantien ihre Wirkung entfalten können. Mittels eines Gentestes (Kot- oder Gewebeprobe) an der Biologischen Bundesanstalt in Münster (Julius Kühn-Institut) kann dies abgeklärt werden.

Zur Bekämpfung von Schadnagern ist es wichtig, konzeptionell vorzugehen. Um Gefahren für die Umwelt auszuschließen und Resistenzbildung in Ratten- und Mäusepopulationen zu verhindern,

Salmonellen beim Schwein – Beratungsempfehlungen der Schweinegesundheitsdienste sollten zur Aufstellung und zur Überprüfung eines Bekämpfungsplanes Fachfirmen hinzugezogen werden.

Herkömmliche Rodentizide dürfen seit dem 1. Januar 2013 nicht mehr im Einzelhandel verkauft werden. Der Vertrieb erfolgt seitdem nur noch über den Fachhandel, die Anwendung ist nur noch sachkundigen Personen erlaubt (Sachkundenachweis erforderlich).

Köder sind nur mit Handschuhen auszubringen. Eine Aufnahme der Gifte über die Haut ist möglich. Die Köderstellen sind ein- bis zweimal pro Woche zu kontrollieren und fehlende Ködermengen zu ergänzen.

Die Bekämpfung soll höchstens während 6 Wochen durchgeführt werden, aber mindestens so lange, bis der Fraß am Köder unter 5% der maximalen Fraßmenge gefallen ist. Zur Vermeidung von Resistenzen sind dann die Wirkstoffe zu wechseln.

Die meisten Mittel sind giftig für Säugetiere und Menschen. Tote oder sterbende Ratten oder Mäuse sind unverzüglich zu entfernen und der Tierkörperverwertung zuzuführen. Dadurch werden Vergiftungen von Haustieren durch Verzehr der Kadaver verhindert.

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

6.5 Bekämpfung von Schadinsekten:

Relevante Insekten in der Schweinehaltung sind die Stubenfliege, die Obst- oder Essigfliege, in geringerem Maße der Wadenstecher. Daneben findet man gelegentlich Schwebfliegen und ihre Larven, die Rattenschwanzlarven.

Stallfliegen, allen voran die Stubenfliege *Musca domestica*, sind sehr fruchtbar und vermehren sich rasend schnell, wie die oft explosionsartige Entwicklung der Fliegenpopulation im Frühsommer zeigt. Im Laufe ihres etwa drei Wochen dauernden Lebens legen sie Eier in verwesende Stoffe, Dung und andere organische Substrate ab, wo sich über ein Larven- und Puppenstadium je nach Umgebungstemperatur in 7- 28 Tagen die nächste Generation entwickelt. Weibliche Fliegen können bereits drei Tage nach dem Schlüpfen die ersten Eier ablegen.

Die sichtbaren ausgewachsenen Fliegen stellen nur etwa 20% der gesamten Fliegenpopulation, der Rest ist meist nicht sichtbar.

Essigfliegen fühlen sich besonders wohl in Ställen mit Flüssigfütterung auf Basis von gärenden Futterkomponenten, z. B. CCM.

In etwa 8 bis 10 Tagen entwickeln sich aus den Eiern adulte geschlechtsreife Fliegen, die rund zwei Wochen leben.

Schadwirkung

Ihre Schadwirkung entfalten Fliegen durch Belästigung von Mensch und Tier mit daraus resultierender Leistungsminderung und durch Übertragung von Krankheitserregern.

Fliegen im Stall führen zur Unruhe, die Futteraufnahme kann reduziert werden und unerwünschte Aktivitäten, wie Schwanzbeißen, können hervorgerufen werden. Das Wohlbefinden der Tiere wird beeinträchtigt (auch tierschutzrechtlich relevant).

Erwachsene Fliegen halten sich im Stall bei der Nahrungssuche auf flüssigen oder feuchten Nahrungsmitteln, auf kranken Tieren mit reduzierten Abwehrbewegungen und im Güllebereich auf und können so Keime aufnehmen und übertragen.

Neben einer rein mechanischen Übertragung (große Anzahl von viralen Erregern) ist auch eine Darm- passage von bestimmten Keimen (u.a. Salmonellen) möglich und die Übertragung über den Kot ist nachgewiesen. Colibakterien können von der Larve über die Puppe zur adulten Fliege übertragen werden.

Bekämpfung bzw. Vorbeuge

Mechanische und hygienische Maßnahmen:

Fliegengitter an Türen und Fenstern, ebenso Aufstellen von Fallen an sonstigen Einflugschneisen (UV-Lichtfalle, Klebe- oder Leimfallen etc.)

Regelmäßige Reinigung des Stalles und des Hofbereiches

Regelmäßige Reinigung von Futtertrögen und ihrer Umgebung

Trockene und vor Fliegen geschützte Futterlagerung

Ablassen der Gülle in regelmäßigem Abstand, ebenso Spülung der Kanäle und Mitreinigung der Unterseiten der Spalten

Gestaltung eines optimalen Stallklimas zur Vermeidung von feuchten Stellen

Vermeidung von ungeordneten Festmistplätzen und Flüssigmistdeponien zur Einschränkung von Brutmöglichkeiten für die Insekten.

Chemische Maßnahmen:

Insektizide werden unterschieden in wirksam gegen erwachsene Tiere und wirksam gegen Eier bzw. Larven (ovizid resp. larvizid).

Sie werden entweder über die Atemwege (Atemgifte), den Magen-Darm-Trakt (Fraßgifte) oder die Körperoberfläche (Kontaktgifte) aufgenommen.

Atemgifte oder Kontaktgifte werden eher weniger eingesetzt.

Fraßgifte, die mit Lockstoffen z.B. dem Sexuallockstoff der Fliege, das Tricosene (Muscamone), als Propellens versehen sind, haben eine ausgezeichnete Wirkung und werden ausgelegt auf Fensterbänken oder Köderstationen. Die Warnhinweise sind unbedingt zu beachten, denn die Lockstoffe könne das Gift auch für andere Tiere (z. B. Hunde) attraktiv machen.

In der Regel enthalten die Mittel Zusätze, die eine auf die jeweilige Anwendung ausgerichtete optimale Ausbringung, Verteilung und Entfaltung des Wirkstoffes ermöglichen sollen.

Chemisch unterscheidet man zwischen natürlichen und synthetischen Insektiziden:

Zu den natürlichen Insektiziden (Bioinsektizide) gehören

Repellentien (ätherische Öle) > Insektenabwehr

Propellentien > locken zum Insektizid

Alkaloide wie Nikotin aus Tabakpflanzen

Pyrethrum aus Chrysanthemumarten

Pyrethrum, ein Extrakt aus Chrysanthemumarten, enthält die Wirkstoffe Pyrethrine und Cinerine.

Meist mit dem Synergisten Piperonylbutoxid kombiniert, findet Pyrethrum breite Verwendung.

Es hat eine geringe Halbwertszeit und zerfällt an der Luft unter Lichteinwirkung und Wärme schnell.

Synthetische Insektizide teilen sich in anorganische und organische Verbindungen.

Zu den anorganischen Insektiziden gehören Arsenpräparate und die Cyan- und Phosphorwasserstoffverbindungen. Andere enthalten Schwefel (CS₂)₃, Kupfer, Quecksilber, Phosphor oder Zinn.

Zu den organischen Insektiziden zählen folgende Verbindungstypen (siehe **Tab. 2**):

Wirkstoff	Vertreter	Wirkungsweise	Toxizität
Chlorkohlenwasserstoffe	DDT 4, Lindan	Verschiedene Wirkungen, werden nicht mehr oder nur limitiert eingesetzt	Lipophil, biologisch schwer abbaubar, „dirty dozen“
Phosphor-säureester	Metrifonat, Chlorvenvinphos, Dichlorfos, Dimethoat, Azamthiphos Bromophos, Coumaphos	Hemmung der Acetylcholin-esterase, Spastische Lähmung	Biologisch gut abbaubar, aber toxisch für Bienen und Fische
Carbamate	Carbaryl, Carbofuran, Bendiocarb, Propoxur	Wie Phosphorsäureester	Wie Phosphorsäureester
Neonicotinoide	Thiamethoxam, Chlothianidin, Thiacloprid	Wie Phosphorsäureester	Wie Phosphorsäureester, stark toxisch für Bienen
Pyrethroide	Allethrin, Cyfluthrin, Permethrin, Deltamethrin	Neurotoxisch, Depolarisation von Nervenzellen, schlaffe Lähmung, Tod	Lipophil, damit schwer abbaubar, geringe akute Toxizität
Analoge des Juvenilhormons	S-Methopren, Pyriproxifen, Fenoxycarb	Behinderung der Häutung und Verpuppung	Geringe Toxizität, gute Verträglichkeit für Vertebraten
Chitinsynthesehemmer	Diflubenzuron, Lufenuron, Cyromazin, Hexaflumuron, Acylharnstoff	Hemmung der Häutung, Störung der Larvenentwicklung	Geringe Toxizität, gute Verträglichkeit für Vertebraten

Chlorkohlenwasserstoffe wie DDT4, Aldrin, Dieldrin, Chlordan und Lindan werden im Fettgewebe akkumuliert. Lindan wurde auch in Ektoparasitika verwendet, ist inzwischen aber verboten.

Phosphorsäureester sind leicht hydrolysierbar und damit von geringerer Ökotoxizität.

Carbamate (Carbamidsäureester) verhalten sich wie Phosphorsäureester.

Pyrethroide, leiten sich strukturell von den Pyrethrinen ab, sind aber stabiler. Das charakteristische Symptombild bei Arthropoden ist gekennzeichnet durch initiale Erregungszustände, gefolgt von Koordinationsstörungen, schlaffer Lähmung und Tod.

Larvizide: Die Entwicklung der Insekten wird durch das Zusammenspiel von Juvenilhormon und Ecdyson gesteuert. Eine Gabe von Wirkstoffen, die wie Juvenilhormone wirken, stört dieses Gleichgewicht. Sie entfalten gezielt ihre Wirkung im Larvenstadium, indem sie in Vorgänge der Insektenentwicklung eingreifen, die beim Vertebraten nicht vorkommen.

Zur Wachstumsregulation kommen zwei Wirkprinzipien zum Einsatz:

Analoge des Juvenilhormons und Hemmstoffe der Chitinsynthese. Diese Wirkstoffe entfalten keine Wirkung auf adulte Insekten. Es besteht jedoch aufgrund einer Schädigung der Nachkommengeneration eine gute Langzeitwirkung.

S-Methopren wird als 0.007%-ige Sprühlösung zusammen mit Permethrin zur Raumentwesung eingesetzt.

Pyriproxifen ist ein Phenocarb-Derivat. Es ist für Tiere noch nicht zugelassen und ist im Gegensatz zu S-Methopren nicht lichtempfindlich.

Chitinsynthesehemmer sind als Streu-, Spritz- und Gießmittel zur Madenbekämpfung in Ställen zugelassen.

Ovizid und larvizid wirksam ist das Cyanamid-Präparat Alzogur, das auch in der Dysenteriebekämpfung bzw. -desinfektion eingesetzt wird. Es wird in der Dosierung von 1 l Alzogur/m³ Gülle im geräumten Stall, auf die aufgerührte Restgülle, eingesetzt. Die Wirkung bleibt über viele Wochen erhalten.

Resistenzen sind gegen fast alle Wirkstoffe bekannt. Ein systematisches Monitoring wird nur in wenigen Ländern (DK, GB, Ungarn, China u.a.) durchgeführt. Besteht der Verdacht auf eine Resistenz, wenn die Bekämpfung mit Insektiziden im Feld nicht mehr adäquat funktioniert, sollte eine andere Wirkstoffklasse angewendet werden.

Biologische Maßnahmen

Zur biologischen Bekämpfung werden natürliche Feinde der Fliegen eingesetzt. Ein Aussetzen von Güllefliegen oder Schlupfwespen an den Brutstätten kann die Fliegenpopulation dauerhaft niedrig halten. Die Larven der Güllefliegen decken ihren Eiweißbedarf zusätzlich durch den Verzehr von Larven der Stubenfliege ab. Eine Larve saugt bis zu 20 Stubenfliegenlarven aus. Die Güllefliege ist flugträge und ortstreu und hält sich an dunklen, warmen und feuchten Stellen auf (Unterflurbereich von Schweineställen mit Spaltenboden). So belästigt sie Mensch und Tier kaum und spielt als Krankheitsüberträger keine Rolle. Ihre Aussiedlung wird im Winter oder frühem Frühjahr vorgenommen (geringer Stubenfliegenbefall). Bei mehreren zeitversetzten Freilassungen kann sich ein dauerhaftes Gleichgewicht im Stall ausbilden. Güllefliegen können im Stall überwintern. Eine Auffrischung durch eine einmalige Freilassung im nächsten Frühjahr wird empfohlen.

Die Schlupfwespe ist an Bedingungen mit Festmist angepasst. Sie ist nur wenige Millimeter groß und hält sich ausschließlich im Dungbereich auf. In die Puppen der Stubenfliegen werden ein bis acht Eier abgelegt, die sich entwickelnden Larven töten ihren Wirt langsam. Auch zur Nahrungsaufnahme stechen Schlupfwespen Puppen an. Eine Schlupfwespe kann so 35 - 200 Puppen der Stubenfliege abtöten. Die Aussiedlung sollte im Frühjahr erfolgen, bevor sich eine Fliegenplage entwickelt. Eine dauerhafte Aussiedlung ist nicht möglich, da die Schlupfwespen sehr temperaturanfällig sind. Eine gleichzeitige Ansiedlung von Schlupfwespen und Güllefliegen wird nicht empfohlen, da die Schlupfwespe auch in den Puppen der Güllefliege parasitiert.

Wichtige Punkte bei der Fliegenbekämpfung:

- Mechanische und hygienische Maßnahmen sind immer und zuerst durchzuführen. Ihre Wirksamkeit zeigen Erfahrungen aus Abteilen, welche in regelmäßigen Abständen komplett entleert, gereinigt und desinfiziert werden
- Bei jeder Reinigung sind die Stellen, die als Brutstätten geeignet sind (Räume unter den Futterautomaten, Ritzen zwischen Spalten und unter den Buchtenabtrennungen etc.), besonders zu beachten.
- Der Einsatz von biologischen Bekämpfungsmaßnahmen in regelmäßig desinfizierten Abteilen oder Stallungen ist nicht sinnvoll, da mit der Reinigung und Desinfektion auch Güllefliege und Schlupfwespe geschädigt werden.
- Behandlungsabstände nicht zu groß halten und frühzeitig beginnen.
- In warmen Ställen Behandlungsintervalle enger setzen.
- Ein Einsatz von Larviziden ist auf das Haltungsverfahren abzustimmen. Für Flüssigmistverfahren ist eine Streuanwendung zu bevorzugen, Granulat einfach auf die Spaltenbodenoberfläche bzw. den Flüssigmist streuen.
- Im Festmistverfahren müssen die Larvizide in flüssiger Form appliziert werden, um in den Mist einzudringen.
- Larvizide Mittel sind gut mit biologischen Verfahren oder bei einem massiven Befall mit Mittel gegen adulte Fliegen zu kombinieren.
- Mittel sollten wegen der Ausbildung von Resistenzen in regelmäßigen Abständen gewechselt werden (Wichtig ist dabei ein Wechsel der Wirkstoffklasse).
- Insektizide immer so anwenden, dass keine Beeinträchtigung oder Gefährdung von Mensch und Tier erfolgt.
- Fraß- und Kontaktgifte gezielt an den von Fliegen bevorzugten Aufenthaltsorten anwenden, z.B. Stalldecken, oberste Partie der Wände, Lampen und Röhren, Deckenstützen. Diese Stellen vorher reinigen.
- Dosier- und Konzentrationsangaben einhalten.

Eine Bekämpfung ist strategisch, konzeptionell und konsequent durchzuführen. Eine kontinuierliche, fachlich richtig durchgeführte Fliegenbekämpfung ist kostengünstiger und effektiver als eine sporadische und falsch durchgeführte. Es gibt kein richtiges Konzept, sondern es muss für jeden einzelnen Betrieb, am sinnvollsten gemeinsam mit einem Experten, ein passender und stimmiger Bekämpfungsplan entwickelt werden. Dieser Plan ist schriftlich festzuhalten und immer wieder zu überprüfen.

6.6 Impfung gegen Salmonellen-Infektionen des Schweines

O. Hornstein (SGD – Baden-Württemberg)

Für eine Impfung gegen Salmonelleninfektionen gibt es folgende Indikationen:

- das Auftreten einer klinisch relevanten Salmonellose im Bestand,
- hoher Infektionsdruck und vielfältige Infektionsmöglichkeiten im Bestand,
- Schutz der Saugferkel durch maternale Antikörper nach Muttertierschutzimpfung,
- Versuch der Sanierung enzootisch belasteter Bestände.

Ein idealer Impfstoff sollte die Besiedlung von Tonsillen, Ileum, Caecum und Colon, sowie die Ausscheidung von Salmonellen verhindern: Damit wäre das Problem aus der Welt.

Realistisch für einen Salmonellen-Impfstoff dürfte jedoch die Fähigkeit sein, klinische Symptome zu verringern, die Ausscheidung von Salmonellen zu reduzieren und die Infektionsschwelle zu erhöhen. Damit wäre eine Reduktion des Infektionsdrucks und somit eine Unterbrechung von Infektionsketten im Bestand möglich und eine epidemiologisch relevante Reduzierung der Erregerausscheidung und -persistenz (s. Produktinformation Salmoporc, Ceva Tiergesundheit GmbH) und auch eine Verringerung des Salmonelleneintrags in Lebensmittel zu erreichen.

Für die Impfung wurden doppelt attenuierte stabile Mutanten entwickelt, die nach oraler Aufnahme eine Infektion initiieren. Die *Salmonella* (*S.*) Typhimurium-Vakzine hat eine begrenzte Überlebenszeit im darmassoziierten lymphatischen Gewebe und den inneren Organen (v.a. Milz).

In Deutschland sind derzeit zwei Lebendimpfstoffe gegen Salmonellen beim Schwein zugelassen:

(beide Ceva Tiergesundheit GmbH) gerichtet gegen *S.* Typhimurium und *S.* Choleraesuis). Nur der Einsatz eines Lebendimpfstoffes kann die benötigten komplexen Immunitätsmechanismen auslösen.

SALMOPORC®:

Aktive Immunisierung von Schweinen gegen *S.* Typhimurium-Infektionen zum Schutz vor klinischen Erkrankungen und zur epidemiologisch relevanten Reduzierung der Erregerausscheidung und -persistenz.

Impfung der Sauen (Muttertierschutzimpfung)

Grundimmunisierung (2x): je 1 ID s.c. im Abstand von 3 Wochen (ca. 6 und 3 Wochen a.p.)

Wiederholungsimpfung: 1 ID s.c., 3 Wochen a.p.

Ziel der parenteralen Sauenimpfung ist es, die Ausscheidung von *S.* Typhimurium-Wildstämmen während der Säugetzeit zu verhindern bzw. zu reduzieren (Ausscheidung nach Stress). Dies soll die Ansteckungsmöglichkeit für die Ferkel verringern (Reduktion des Infektions-

drucks) und die maternalen Antikörper sollen die Infektionshäufigkeit der Saugferkel reduzieren (Angehen der Infektion). Die maternalen Antikörper besitzen nur eine kurze Halbwertszeit.

Die Dauer der Immunität (Antikörpernachweis) bei Sauen ist über 24 Wochen belegt, was im Einzelfall Probleme bei der serologischen (Fleischsaft-) Untersuchung aufwerfen kann. Wichtig zu wissen ist, dass die Impfung mit SALMOPORC® nur spezifisch die Ausscheidung von *S. Typhimurium* reduzieren kann. Sind die Tiere zusätzlich mit anderen Serovaren (z.B. *S. Derby*) infiziert, werden diese weiter ausgeschieden. In diesem Fall kann der Einsatz einer inaktivierten Bestandsvakzine bei den Sauen hilfreich sein. (s. Unterpunkt Inaktivatvakzine)

Immunsierung der Ferkel / Läufer:

ab dem 3. Lebenstag: zwei orale Impfungen im Abstand von 3 Wochen

Ziel der oralen Ferkelimpfung ist eine Erhöhung der Infektionsschwelle, die Verhinderung der Ausprägung klinischer Erkrankungen und die Vermeidung des Entstehens von Dauerausscheidern in der Mast. Dies kann mit einer frühen oralen Ferkelimpfung erreicht werden. Durch die Impfung wird die Anheftung von *S. Typhimurium*-Feldstämmen im Darm vermindert. Neuere Studien zeigen, dass bei oraler Impfung auch gegen andere Serovare ein Kreuzschutz aufgebaut werden kann. So kann in enzootisch verseuchten Betrieben eine dauerhafte Senkung des Infektionsdruckes und eine Reduzierung der Anzahl von serologisch positiven Schlachttieren erreicht werden.

Eine Sanierung im Sinne einer Erregereliminierung aus dem Bestand gelingt kurzfristig nur selten, ist langfristig unter bestimmten Bedingungen aber vorstellbar. Die Dauer der Immunität (serologischer Nachweis) wurde bei Mastschweinen mit 19 Wochen beschrieben.

Immunsierung von Jungsau:

Impfung wie Ferkel zweimal oral

Nachimpfung einmalig im Alter von 5 – 6 Monaten (per Injektion, nach der Selektion)

Ziel der Impfung von (Jungsaue)n Zuchttieren, die inzwischen in einigen Zuchtbetrieben durchgeführt wird, ist eine Reduktion der Salmonellen in der Produktionskette. Sinnvoll kann diese Impfung auch für die Lieferung von Jungsaue)n in Ferkelerzeugerbetriebe sein, in denen ein hoher Salmonelleninfektionsdruck besteht. Man geht davon aus, dass Jungsaue)n aus Vermehrungsbetrieben mit geringem Infektionsdruck ohne bzw. nur mit unzureichend ausgebildeter Immunität gegen Salmonellen ankommen. Infizieren sich diese Tiere während der Eingliederung kann es zu einer vermehrten Erregerausscheidung kommen, was in den belasteten Betrieben nochmals zu einer Erhöhung des Salmonellendruckes führen kann. Hier kann auch eine zweite parenterale Impfung (per Injektion) in der Quarantäne überlegt werden. Bei geimpften Tieren ist dagegen nach Ansteckung mit Salmonellen im Empfängerbetrieb eine geringere Ausscheidung zu erwarten.

Ein Nachteil für den Ferkelerzeuger ist beim Ankauf von geimpften Jungsauen nicht zu erwarten. Da sich aber Impfantikörper nicht von Infektionsantikörpern unterscheiden lassen, beschränken sich bei geimpften Jungsauen mögliche Untersuchungen (z. B. bei Anlieferung) in diesem Falle auf den direkten Erregernachweis.

SUISALORAL® (S. choleraesuis):

S. Choleraesuis als typische wirtsadaptierte Salmonelle, wird selten nachgewiesen. Es wird berichtet, dass in betroffenen Betrieben hohe serologische Werte zum Ende der Mast auffallen und ein Nachweis von S. Choleraesuis oft erst aus Sektionen oder akut erkrankten Tieren gelingt. Klassische Einbrüche mit massiver Klinik waren in diesen Betrieben nicht zu beobachten.

Tab. 3: Impfschema Suisaloral

Altersgruppe	Applikationsart	Impfzeitpunkt	Dauer der Immunität
Saugferkel	Oral per Drench	Ab vollendeter 3. LW	
Absetzferkel	2. Impfung oral, sc. oder i.m.	Beim Umstallen in die Mast (ca. 100 LT.)	Bis Ende Mast
Jungschweine	oral, sc. oder i.m.	Zu Beginn der Impfmaßnahme	
Jungsauen/Sauen	s.c. oder i.m.	5 und 2 Wochen a.p.	Wiederholung bei jeder folgenden Trächtigkeit 2 Wochen a.p.
Eber	s.c. oder i.m.	Zu Beginn der Impfmaßnahme	Wiederholung alle 6 Monate

Inaktivat-Vakzine:

Bei der Infektion von Altsauen mit mehreren Serovaren scheint mit bestandsspezifischen Inaktivatvakzinen eine Reduktion der Ausscheidung und der Gefahr der Ansteckung der Saugferkel teilweise möglich. Eine Impfung von Ferkeln mit Inaktivatvakzinen spielt in der Praxis keine Rolle.

Worauf ist bei der Impfung zu achten?

Auszug aus der Salmonellenverordnung:

§ 5 Impfungen

Bei einer Impfung gegen Salmonellen dürfen keine Impfstoffe angewendet werden, die geeignet sind, die Untersuchungen auf Antikörper nach § 2 Abs. 1 und 2 zu beeinträchtigen.

1. Serologische Reaktion:

Eine hohe Anzahl der Impflinge zeigt eine serologische Antwort. Nach einer Impfung am 21. Lebenstag wurde bereits eine Woche (7-35 Tage) später ein deutlicher Anstieg des mittleren Antikör-

pertiters beobachtet. Der höchste mittlere Antikörpertiter und die höchste Anzahl an Serokonversionen wurden etwa 49 Tage nach der zweiten Impfung festgestellt. Antikörper waren über einen Verlauf von bis zu 19 Wochen nach der oralen Impfung nachweisbar.

Die Impfung der Ferkel sollte möglichst früh erfolgen, um möglichst früh eine Immunität und damit einen Schutz vor Infektionen zu erreichen und ausreichend Zeit zu geben, die gebildeten Impfantikörper bis zur Schlachtung wieder abzubauen. Findet im Verlauf der Mast kein weiterer Kontakt zu Feldstämmen statt, sind bei Mastende keine Reagenten zu erwarten. Praktische Untersuchungen in Niedersachsen zeigten aber, dass in einigen Betrieben auch nach Impfzeiträumen von mehr als einem Jahr, trotz einer deutlichen Reduktion von *Salmonella* Typhimurium in der Tierumgebung, dennoch gehäuft seropositive Tiere (mit OD%-Werten von mehr als 40) an den Schlachthof geliefert wurden. Ob dafür weiter in der Umgebung persistierende *S. Typhimurium*-Stämme oder auch andere Serovare verantwortlich waren, konnte nicht geklärt werden.

2. Impfstammausscheidung:

In Impfversuchen (orale Impfung) wurden Untersuchungen über die Verteilung des Impfstammes im Organismus des Impflings und die Ausscheidung des Impfstammes mit dem Kot durchgeführt.

Die Besiedlung untersuchter Gewebe nach der Impfung war zeitlich begrenzt. Der Impfstamm wurde in Ileozäkallymphknoten, Dünndarm, Blinddarminhalt, Dickdarm, Lunge, Leber, Skelett- sowie Herzmuskulatur (absteigende Häufigkeit) nachgewiesen. Der letzte Nachweis gelang 6 Wochen nach der zweiten Impfung aus Proben von Dünndarm und Dickdarm. Eine Ausscheidung über den Kot war bei nur einmal geimpften Ferkeln auch nach 3 Wochen nachweisbar. Dagegen konnten 14 Tage nach der zweiten Impfung im Kot keine Erreger mehr nachgewiesen werden.

Die Übertragung des Impfstammes durch geimpfte Ferkel (Säugezeit und/oder frühe Aufzucht) in die Mast ist daher in der Regel auszuschließen.

3. Vorgänge nach der Impfung:

Der eingesetzte Lebendimpfstoff kann komplexe Immunitätsmechanismen auf humoraler und zellulärer Ebene auslösen. Vor allem die Applikationsart entscheidet mit über die Ausprägung der Reaktionen.

Intramuskulär oder subkutan verabreichte Vakzinen (Impfung der Muttersauen) induzieren hohe Spiegel von IgG im Blut, aber nur einen sehr geringen sekretorischen IgA Antikörperspiegel. Diese Immunreaktion ist zwar effektiv um frei in der Blutbahn vorliegende Erreger zu eliminieren, aber nicht in der Lage, eine ausreichende Immunität an den Schleimhäuten (Barrierefunktion) zu induzieren.

Dieser Effekt ist eine durchaus erwünschte Folge der Muttertiervakzinierung. Die über die Biestmilch erworbenen maternalen Antikörper können Infektionen der Ferkel reduzieren. Ob maternale Antikörper eine Infektion und damit die Ausbildung eigener Antikörper bei den Ferkeln verhindern,

ist nicht in jedem Fall zu beantworten. In Infektionsversuchen konnten maternale Antikörper eine klinische Salmonellose (*S. Typhimurium* und *S. Choleraesuis*) bei Ferkeln nicht verhindern.

Die Impfung der Ferkel sollte bzw. muss dagegen in jedem Fall oral erfolgen.

Oral verabreichte Lebendimpfstoffe initiieren eine Immunantwort im Darm, indem sie die Produktion von sekretorischem IgA induzieren. Sekretorisches IgA spielt eine wichtige Rolle bei der Infektionsabwehr von Salmonellen, da es sich an die Oberfläche der Bakterien anlagern und so die Aufnahme in Enterozyten oder M-Zellen verhindern kann.

Der Impfstamm überschreitet die Darmschranke, wie oben beschrieben, was zur Konfrontation mit den zellulären Abwehrmechanismen und auch zur systemischen Antikörperbildung führt. Aus immunologischer Sicht ist diese komplexe Stimulation der Immunitätsmechanismen, insbesondere der zellvermittelten Komponenten, wesentlich und Grundlage für einen effektiven Impfschutz gegen fakultativ intrazelluläre Bakterien wie Salmonellen.

4. zum Impfstoff:

Die Tenazität des Impfstammes ist geringer als die des Feldstammes.

Die Impfstämme sind von Feldstämmen zu unterscheiden (*Salmonella* Diagnostikum, (Ceva Tiergesundheit GmbH), DIVA PCR (Anicon; Biothecon).

Eine Unterscheidung der Antikörper in Infektions- und Impfantikörper ist dagegen nicht möglich. Die eingesetzten Impfstoffe sind zugelassen und damit hinsichtlich der Unschädlichkeit für Impflinge, Übertragbarkeit des Impfstammes auf ungeimpfte Tiere, die Verbreitung des Impforganismus im Impfling, die Virulenz, die biologischen Eigenschaften sowie Möglichkeiten der Rekombination oder genomischen Neuordnung des Impfstammes überprüft.

Wird die Immunprophylaxe sinnvoll in die Bekämpfungskonzepte integriert, kann sie ein erfolgsversprechender Baustein der Salmonellenbekämpfung sein.

Die orale Impfung mit einem bakteriellen Lebendimpfstoff ist immer sorgfältig zu händeln.

Um zu gewährleisten, dass jedes Tier eine Impfdosis erhält, wird empfohlen, diese per Drenchen zu verabreichen. Die Gabe im Saugferkelalter dürfte keine Probleme verursachen, insbesondere bei einer Impfung nach dem Absetzen ist aber darauf zu achten, dass mind. 5 Tage vor bis eine Woche nach der Impfung keine Antiinfektiva eingesetzt werden.

Eine Beeinträchtigung des Impfstoffes durch Zusatz von Säuren zum Ferkelfutter wird diskutiert.

Für beide Impfstoffe sind die Wartezeiten (6 Wochen resp. 3 Wochen) zu beachten.

Zur Verminderung der Anzahl an Reagenten können Impfprogramme hilfreich sein. Dies gilt aber nur, wenn gleichzeitig alle Begleitmaßnahmen (Entwesung, Hygiene, Futteransäuerung etc.) durchgeführt werden. Um eine dauerhafte Absenkung der Reagenten in den Mastbetrieben zu erhalten, ist es wichtig, sowohl in der Ferkelaufzucht als auch in der Mast das Zirkulieren der Feldstämmen durch Hygienemaßnahmen zu unterbinden, Hier ist besonders auf Eintragsquellen zu achten, in denen sich

Salmonellen aktiv vermehren können (Wasserleitung, Breiautomat, Schadnager und Schadinsekten, Güllekeller etc.).

Sind zum Ende der Ferkelaufzucht oder der Mast auch nach länger andauernden Impfmaßnahmen noch Tiere mit hohen OD%-Werten zu finden, ist weiter nach Eintragsquellen zu suchen. Die ordnungsgemäße zweimalige Ferkelimpfung alleine führt i.d.R. nicht zur Einstufung in Kat. II oder III. Besteht aber weiterhin ein Eintrag, kommt es in impfenden Betrieben durchaus gehäuft zu seropositiven Tieren und je nach Erregerdruck kann es auch längere Zeit andauern, bis die Anzahl an Reagenten gegen null geht. Sind geimpfte Tiere zum Mastende regelmäßig serologisch unauffällig, kann die Impfung der Ferkel beendet werden. Die Impfmaßnahmen der Sauen sollten dagegen noch über einen längeren Zeitraum durchgeführt werden.

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

6.7 Salmonellen und Antibiotika

T. Eisenberg (SGD – Hessen)

Im Gegensatz zu anderen bakteriellen Infektionskrankheiten, die mittels Antiinfektiva (Antibiotika und Chemotherapeutika) regelmäßig und vergleichsweise einfach ausgeheilt werden können, tritt bei einer Salmonelleninfektion nicht immer dieser gewünschte Erfolg ein. Ein Grund dafür wird in der Fähigkeit einiger Salmonellenstämme gesehen, sich quasi in den Zellen ihres Wirtes vor der Immunabwehr zu tarnen. Die eingesetzten Antiinfektiva erreichen die Salmonellen im Inneren der Zellen dann nicht, sodass die Infektion weiter andauert.

Ein anderer Grund ist die Zunahme der ein- und mehrfach resistenten Salmonellenstämme in den letzten Jahrzehnten, besonders bei Stämmen von landwirtschaftlichen Nutztieren. Insbesondere wenn eine Behandlung nicht gezielt genug, nicht ausreichend lange oder nicht ausreichend hoch dosiert durchgeführt wird, besteht eine erhöhte Gefahr für die Ausbildung von Resistenzen durch die überlebenden Bakterien. So konnten im Zoonosen-Monitoring-Bericht 2017 erneut hohe Zahlen an mehrfach resistenten Salmonellen in deutschen Schweinemastbetrieben nachgewiesen werden (>70 % der Isolate sind gegenüber drei und mehr verschiedenen Wirkstoffen unempfindlich). Diese Resistenzen betreffen mittlerweile auch solche Wirkstoffgruppen, die in der Humanmedizin heutzutage als Mittel der Wahl bei schweren menschlichen Infektionskrankheiten (inklusive Salmonellose) eingesetzt werden, wodurch in der Vergangenheit regelmäßig schwerwiegendere Verläufe und Todesfälle aufgetreten sind. Jeder unkritische und nicht sachgerechte Einsatz von Antiinfektiva fördert die Verbreitung multiresistenter Salmonellen und anderer bakterieller Erreger.

Während heute die Mehrzahl der Salmonelleninfektionen beim Mastschwein auf das Serovar *Salmonella* (*S.*) Typhimurium (und seine monophasische Variante) zurückzuführen ist und als so genannte nicht wirtsadaptierte Salmonellen neben dem Schwein auch eine breite Palette anderer Spezies betreffen, unterscheidet man davon die regional mit unterschiedlicher Häufigkeit auftretenden, eng mit dem Schwein assoziierten und deshalb als wirtsadaptiert bezeichneten Salmonellen wie *S. Choleraesuis* und *S. Typhisuis*. Letztere können durch drastische klinische Verlaufsformen gekennzeichnet sein, während die Infektionen mit nicht wirtsadaptierten Salmonellen häufig nur als fieberhafte Allgemeinerkrankung oder sogar latent ablaufen und dann nicht mit klinischen Symptomen einhergehen.

Fand früher noch häufiger eine Gesamtbehandlung infizierter Bestände ohne klinische Symptome statt, um den Anforderungen der Seuchenbekämpfung und der Produktionssicherheit gerecht zu werden, so empfehlen modernere Ansätze zur Salmonellenbekämpfung ausschließlich die antimikrobielle und zusätzlich auch symptomatische Behandlung klinisch kranker Tiere mit Salmonellose (Salmonellen-bedingte Erkrankung mit Symptomen wie z.B. Durchfall, Lungenentzündung, Abort oder Blutvergiftung). Dazu ist eine vorherige Testung der Resistenzlage des involvierten Stammes und ggf. eine weiter gehende epidemiologische Typisierung essentiell und nach Tierärztlicher Hausapothekenverordnung inzwischen obligatorisch vorgeschrieben.

Der Einsatz von Antiinfektiva zur Behandlung einer latenten Salmonelleninfektion ist aus heutiger Sicht kontraindiziert und als tierärztlicher Kunstfehler zu werten, da neben der schon angesprochenen Gefahr von Resistenzbildungen auch eine nachweislich längere Erregerausscheidung beobachtet werden kann. Aus der Human- und Veterinärmedizin kennt man das Krankheitsbild der „Antibiotika-assoziierten Diarrhoe“, bei der erst durch den Einsatz von Antibiotika infolge von Schädigungen der normalen Darmflora Selektionsvorteile für Hefen und gramnegative Bakterien (u. a. Salmonellen) entstehen können, die zu deren Ausscheidung und klinisch zu Durchfall führen. Beim Schwein ist darüber hinaus nicht zu unterschätzen, dass die nicht wirtsadaptierten Salmonellen in der Regel nach einer begrenzten Zeit der Latenz ohnehin wieder aus dem Individuum eliminiert werden, sodass auch aus diesem Grund eine antimikrobielle Therapie bzw. deren Erfolg in Frage gestellt werden müssen. Das bedeutet jedoch nicht, dass sich jedes Salmonellen-Bestandsproblem quasi ohne weiteres Zutun von alleine löst, zumal gerade die nicht wirtsadaptierten Salmonellen die größere lebensmittelhygienische Bedeutung haben. Nur durch systematische Untersuchungen nach der Eintragsquelle sowie durch Methoden zur Salmonellenreduktion (s. entsprechende Kapitel) kann eine weitere Ausbreitung im Bestand mit allen nachteiligen Folgen unterbunden werden.

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

7 Maßnahmen in Ferkelerzeugerbetrieben

T. Schulze-Horsel (SGD – Nordrhein-Westfalen)

Wenn in einem Mastbetrieb nachgewiesen ist, dass ein Eintrag von Salmonellen mit den angelieferten Ferkeln erfolgt, dann ist es sinnvoll auch im Lieferbetrieb Untersuchungen durchzuführen. Dabei ist es wichtig abzuklären, inwieweit die Sauen des Bestandes am Geschehen beteiligt sind. Hier bietet sich die serologische Untersuchung einer repräsentativen Stichprobe an, da aufgrund der eher geringen Ausscheidung bei nicht besonders gestressten Altsauen der direkte Nachweis schwierig ist. Sollten jedoch Einzeltiere dünnen Kot absetzen, ist bei diesen Tieren eine Kotuntersuchung sinnvoll.

Ist eine Beteiligung der Sauen am Geschehen nachgewiesen, ist im nächsten Schritt durch serologische oder bakteriologische Untersuchung frisch angelieferter Jungsauen zu klären, inwieweit ein Eintrag aus dem Vermehrungsbetrieb stattfindet.

Neben der Beprobung der Sauen sind zur Aufdeckung innerbetrieblicher Infektionsketten außerdem die Untersuchung von Seiteneintragsproben sowie ggf. serologische Verlaufsuntersuchungen im Flatdeck sinnvoll. Darüber hinaus ist zu überlegen, im Flatdeck auf jeden Fall auch Kotproben für eine bakterielle Untersuchung zu sammeln, da die Infektion hier oft so frisch ist, dass noch keine nachweisbaren Antikörper gebildet sind. Zusätzlich bietet sich damit die Möglichkeit der Stammdifferenzierung und damit des Vergleichs mit den Isolaten aus dem Mastbetrieb.

Der Schweinegesundheitsdienst der LK NRW hat in dem von der Tierseuchenkasse finanzierten Projekt „Gesunder Darm“ Ferkelerzeugerbetriebe auf das Vorkommen von Salmonellen untersucht und die Betriebsleiter intensiv beraten. Es wurden pro Betrieb 20 Blutproben von Altsauen, 10 Blutproben von den Jungsauen der letzten Lieferung, 10 Blutproben von der ältesten Gruppe im Flatdeck sowie pro Flatdeckabteil eine Sammelkotprobe entnommen. Diese Untersuchungen wurden etwa alle 5 Monate wiederholt. Parallel wurden in den Betrieben Fütterungs- und Hygiene-Maßnahmen etabliert. Das waren in erster Linie der Einsatz von Säuren im Futter, grobe Vermahlung und nach Möglichkeit mehlförmiges Futter. Daneben gab es betriebsindividuelle hygienische Maßnahmen. Während der Projektlaufzeit sanken in fast allen Betrieben die durchschnittlichen Salmonellenantikörpergehalte der Flatdeckferkel und Altsauen. Nach Ablauf des Projektes, ca 2-2,5 Jahre nach Beginn erreichten bereits mehrere Betriebe, dass die Kotproben und die Blutproben im Flatdeck vollständig negativ waren ($OD\% < 10$). Im selben Zeitraum erfolgte die Einstufung der nachgelagerten Mast in Kategorie I. Diese Ergebnisse zeigen, dass eine effektive Salmonellenreduktion im Ferkelerzeugerbetrieb möglich und sinnvoll ist.

Monitoring in Ferkelerzeugerbetrieben und Vermehrungsbetrieben auf freiwilliger Basis

Um beginnende Salmonellenbelastung in Zuchtbetrieben frühzeitig zu erkennen, bietet sich ein Monitoring mit serologischer Untersuchung der Sauen an. Die Probenanzahl analog dem Monitoring in Mastbetrieben mit 60 Proben/Jahr, die auf 3-4 Termine über das Jahr verteilt entnommen werden sollten, hat sich in NRW bewährt. Zeigt sich beim Besuch Durchfall bei Sauen (auch Einzeltiere) sollte dieser grundsätzlich bakteriologisch abgeklärt werden. Wird bei diesen Untersuchungen ein deutlicher Anstieg der Titer festgestellt oder ergeben sich aus Untersuchungen im nachgelagerten Betrieb Hinweise auf ein Salmonellengeschehen, dann bietet es sich an den Betrieb zu beraten und diagnostisch zu begleiten (s. Projekt „Gesunder Darm“). Da die Salmonellenreduktion im Zuchtbetrieb 2-2,5 Jahre dauern kann, ist die diagnostische Begleitung wichtig, um die Motivation des Betriebsleiters zu erhalten.

In einigen Regionen haben sich vor einigen Jahren Screening-Programme auch in Ferkelerzeugerbetrieben etabliert. Beispiele dafür finden sich im Anhang (Abbildung 8). Zudem haben sich Begleitpapiere bzw. Vermarktungsscheine bewährt, die jeder Ferkellieferung mitgegeben werden und aus denen alle wichtigen Daten ersichtlich sind (Abbildung 9).

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

Anhang:

a. Beispiele für Erstbeprobung und Interpretation von Befundergebnissen

J. Schulte-Wülwer, P. Schwödiauer (SGD – Niedersachsen/Thüringen)

Einen recht guten Hinweis auf den Zeitpunkt des Infektionsgeschehens bekommt man, wenn eine repräsentative Anzahl von Blutproben von Schweinen aus der Anfangs-, Mittel- und Endmast gezogen und auf Antikörper untersucht werden. Sofern bereits bei den Neuankommelingen in den ersten Tagen nach Mastzugang vermehrt Antikörper nachweisbar sind, muss die Ferkelerzeugerstufe in die weiteren Untersuchungen einbezogen werden. Sind dagegen die Ferkel negativ und Antikörper sind erst bei den Mittel- oder Endmasttieren nachweisbar, liegt das Schwergewicht der weiteren Beprobung und Beratung in der Maststufe.

Ziel dieser diagnostischen Maßnahmen im Betrieb ist nicht nur das Aufdecken von möglichen Eintragsquellen. Die Befunde sollen auch helfen Salmonellenreservoir nach Reinigung und Desinfektion ausfindig zu machen, die häufig zur immer wiederkehrenden Infektion neu eingestallter Tiere und damit zu einer Art „Hospitalismus“ im Schweinebestand führen.

Tab. 4: Beispiel für eine Erstbeprobung in einem Maststall mit regelmäßiger Ferkelanlieferung

Salmonellenberatung in Kategorie-II- bzw. -III-Betrieben				
BEPROBUNGSPLAN: erste Beprobung in Maststall mit regelmäßiger Ferkelanlieferung				
	TIERGRUPPE			ANMERKUNGEN
	FERKEL NACH ANKUNFT	MITTELMAST	ENDMAST	
Direkter Erregernachweis am Tier (Kotproben)	3-5 Sammelkotproben → 2-5% der Tiere	Nur wenn Verdachtstiere vorhanden (Bsp. Durchfall u. gestörtes Allgemeinbefinden)	Nur wenn Verdachtstiere vorhanden (Bsp. Durchfall u. gestörtes Allgemeinbefinden)	<ul style="list-style-type: none"> Tiere nach Stressphase (bsp. Transport) beproben Rektaltupfer (Sammelkot von 3-5 Tieren), Sammelkot bzw. Sockentupfer vom Transportfahrzeug
Direkter Erregernachweis in der Umgebung	Sockentupfer und Umgebungsproben zur Identifizierung von Problemzonen und zur Reinigungs- und Desinfektionskontrolle sowie als Alternative zu den Sammelkotproben!			
Indirekte Beprobung (Blutproben)	ca. 8 Proben	ca. 8 Proben	ca. 8 Proben	Proben so ziehen, dass unterschiedliche Herkünfte und/oder unterschiedliche Abteile berücksichtigt werden

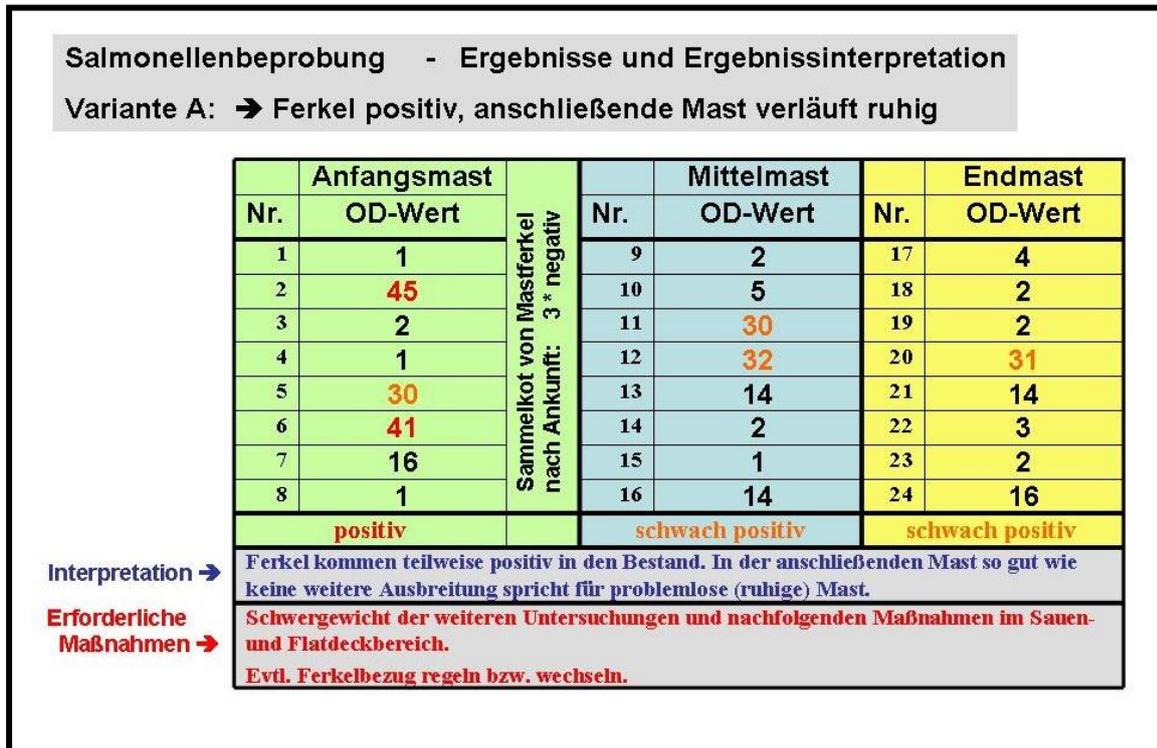


Abb. 10: Typische Befundergebnisse in Mastbestand mit guter Hygiene und gutem Allgemeinbefinden, der trotz positiver Ferkel in Kategorie I verbleibt.

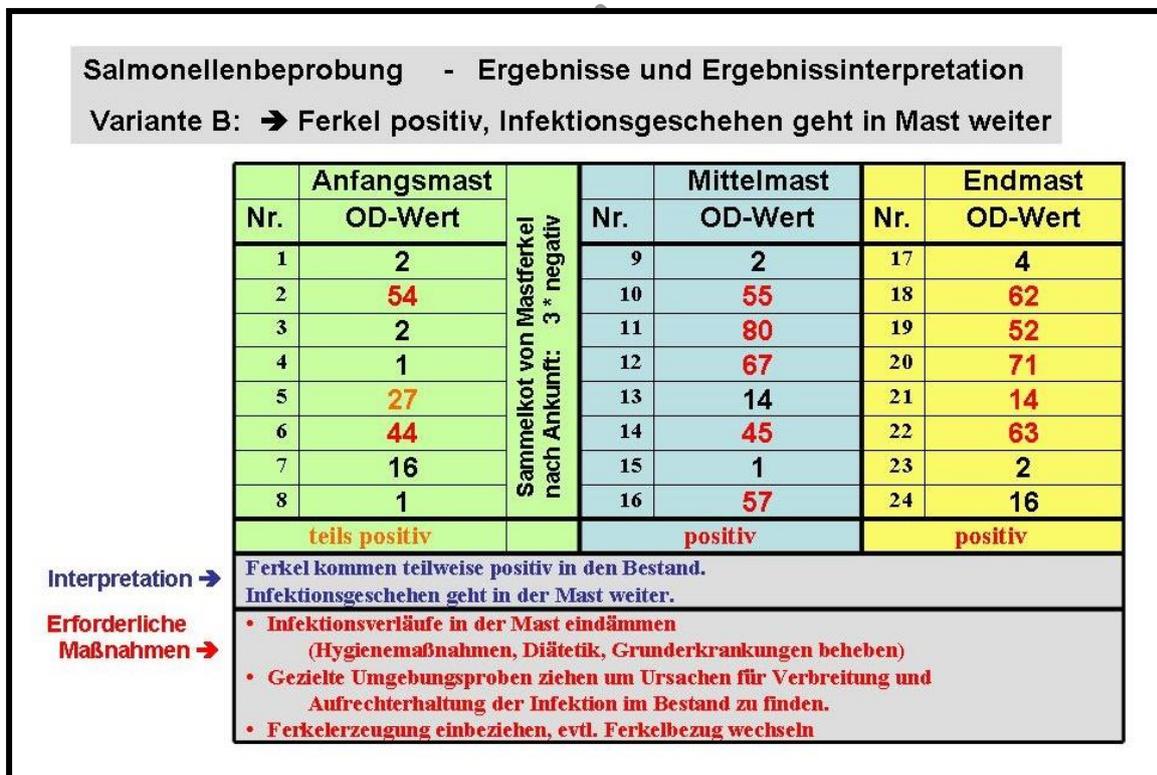


Abb. 11: Befundergebnisse in Mastbestand, der positive Ferkel einstellt und in dem das Infektionsgeschehen im Maststall weitergeht.

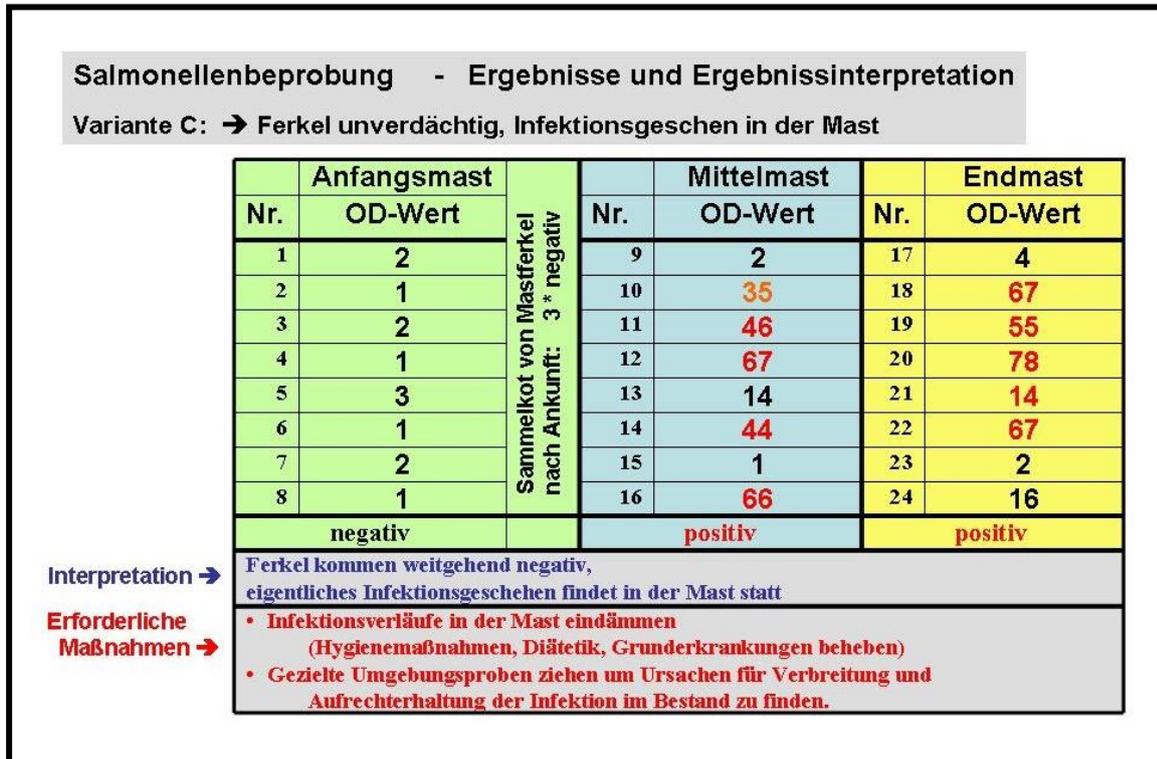


Abb. 12: Befundergebnisse in Mastbestand, der negative Ferkel einstellt, die sich dann aber während der Mast infizieren.

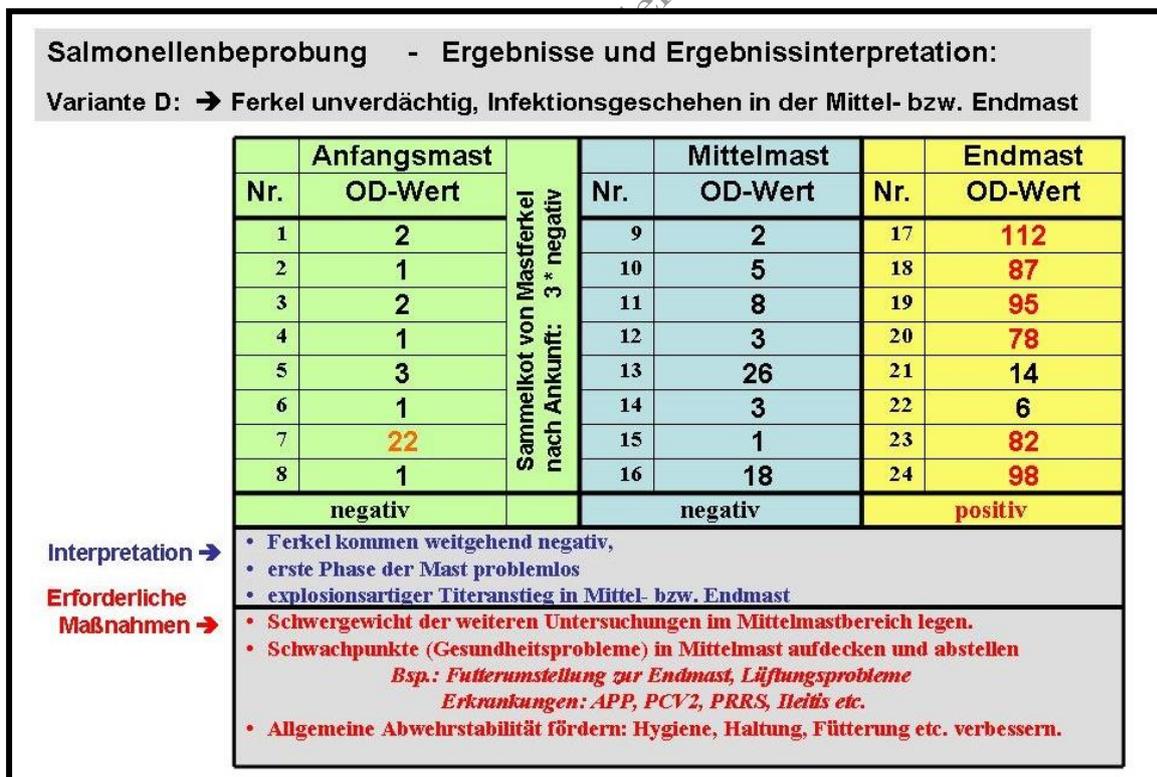


Abb. 13: Befundergebnisse in Mastbestand, der (fast) negative Ferkel einstellt und bei dem das Infektionsgeschehen erst in der Mittelmast explodiert

Beispiele für Screening im Ferkelerzeugerbetrieb

A) Screening im Ferkelerzeugerbetrieb (ohne besonderen Verdacht)

Serologische Untersuchung bei:

- 10 – 15 Ferkel am Ende der Flatdeckphase (2 * jährlich)

B) Screening im Ferkelerzeugerbetrieb (Verdachtsbetrieb)

Serologische Untersuchung bei:

- 8 Sauen oder Saugferkel ca. 1 Woche alt
- 8 Ferkel in Mitte der Flatdeckphase
- 8 Ferkel am Ende der Flatdeckphase

Abb. 14: Beispiel für Salmonellenkontrolle im Ferkelerzeugerbetrieb

Beispiele für Bestandsprofile (aus Sockentupfer-Untersuchungen)

Abb. 15 und 16: Mastbestand (vorher/nachher):

Die beiden Bestandsprofile stammen von einem Mastbestand. Die Erstuntersuchung erfolgte, nachdem es Fälle klinischer Salmonellose im Bestand gegeben hatte und beim QS-Salmonellenmonitoring am Schlachthof vermehrt Salmonellen-Antikörper-Nachweise auftraten. In sieben der 12 untersuchten Mast-Abteile wurde *S. Typhimurium* im Stallstaub nachgewiesen. Nach Intensivierung der Reinigungs- und Desinfektionsmaßnahmen erfolgte eine erneute Untersuchung fünf Monate später. In keinem der 14 beprobten Mast-Abteile wurden Salmonellen in der Umgebung der Tiere gefunden. Lediglich im Futterhaus wurde *S. Typhimurium* nachgewiesen.

Mastbestand: 1. Untersuchung

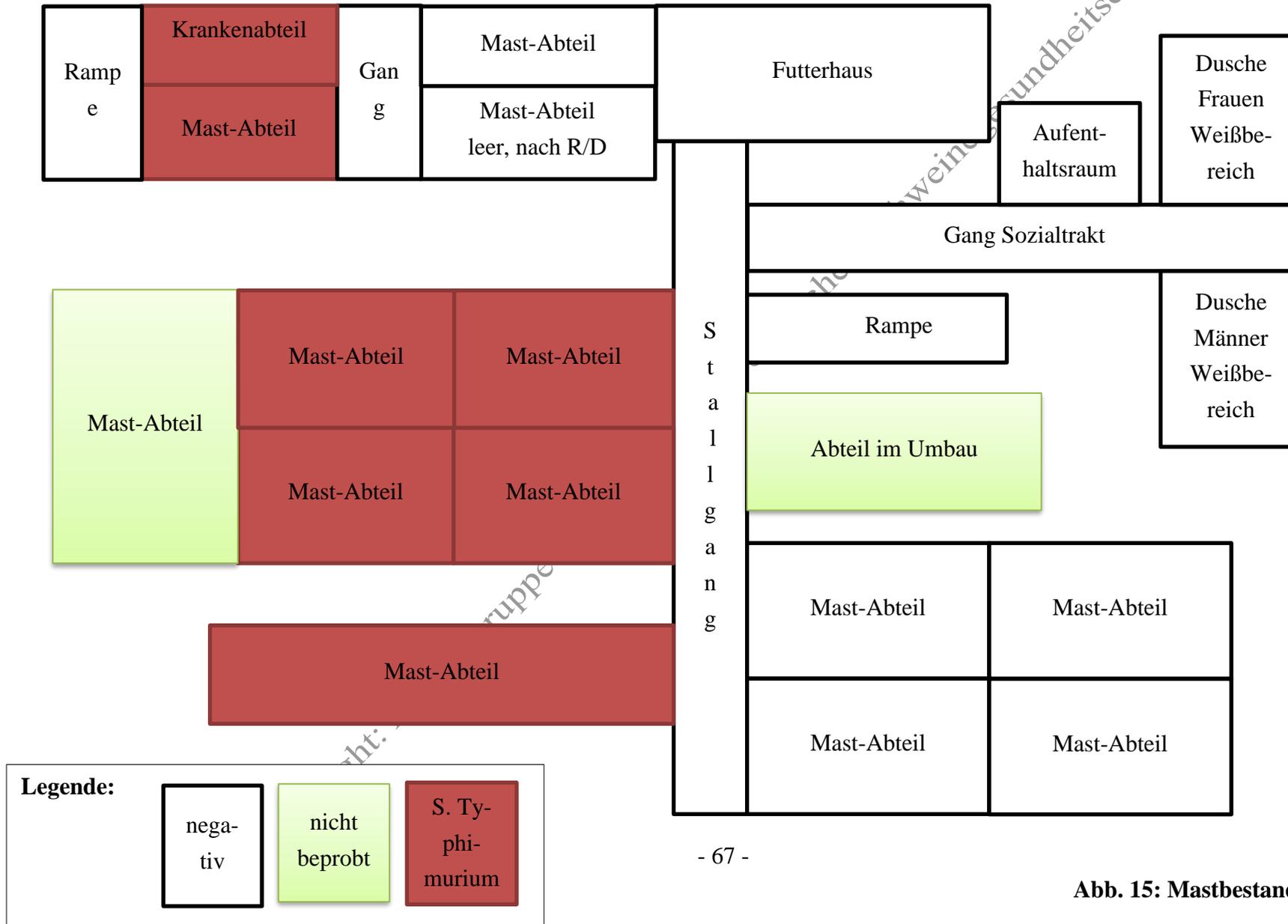


Abb. 15: Mastbestand 1. Untersuchung

Mastbestand: 2. Untersuchung (5 Monate später)

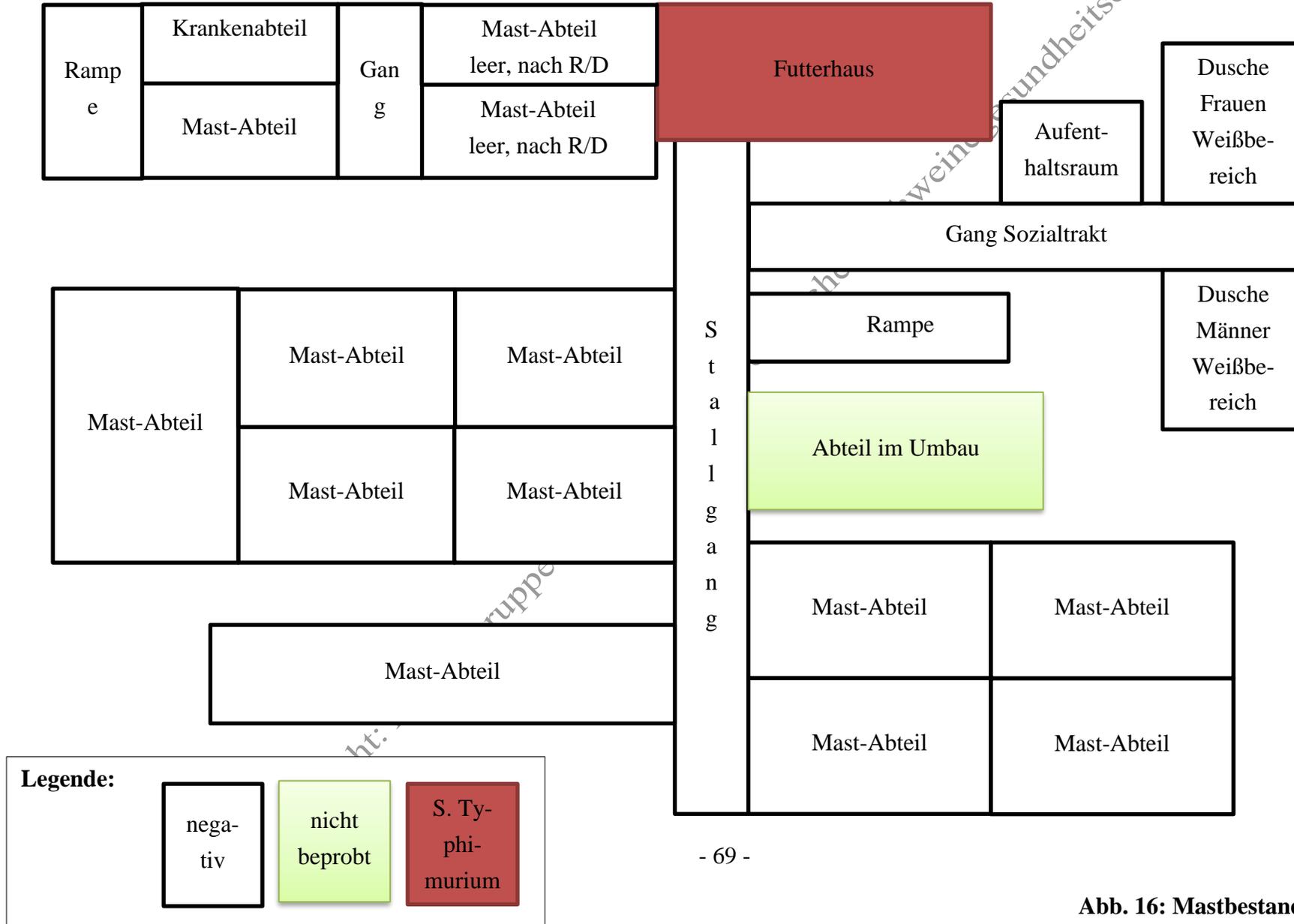


Abb. 16: Mastbestand 2. Untersuchung

Abb. 17: Ferkelerzeuger:

Das Bestandsprofil eines Ferkelerzeugers ergab Salmonellennachweise (*S. Typhimurium* und *S. Derby*) im Stallstaub in 50 % der Flatdeck-Abteile. Dieses Ergebnis deutet auf ein erhöhtes Risiko der Infektion von Läufern mit Salmonellen hin und verdeutlicht das Risiko der Verschleppung einer Salmonellen-Infektion in die angeschlossene Mast. Das Ziel in Ferkelerzeugerbetrieben sollte sein, die Aufzucht frei von Salmonellen-Nachweisen in der Umgebung der Tiere zu halten. Da Besamungsställe in aller Regel kontinuierlich belegt werden, sind einmal im Stallstaub vorhandene Salmonellen nur sehr schwer wieder zu beseitigen. Aus diesem Grund finden sich relativ häufig Salmonellen in Besamungs- und Warteställen (hier *S. Derby* im Besamungsstall).

Bemerkenswert ist vor allem der Fund von *S. Typhimurium* in der UV-Schleuse. Diese wies zum Untersuchungszeitpunkt erheblichen Reinigungsbedarf auf. Das Ergebnis zeigt, dass UV-Stahlen nicht in der Lage sind, dicke Staubschichten zu durchdringen.

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

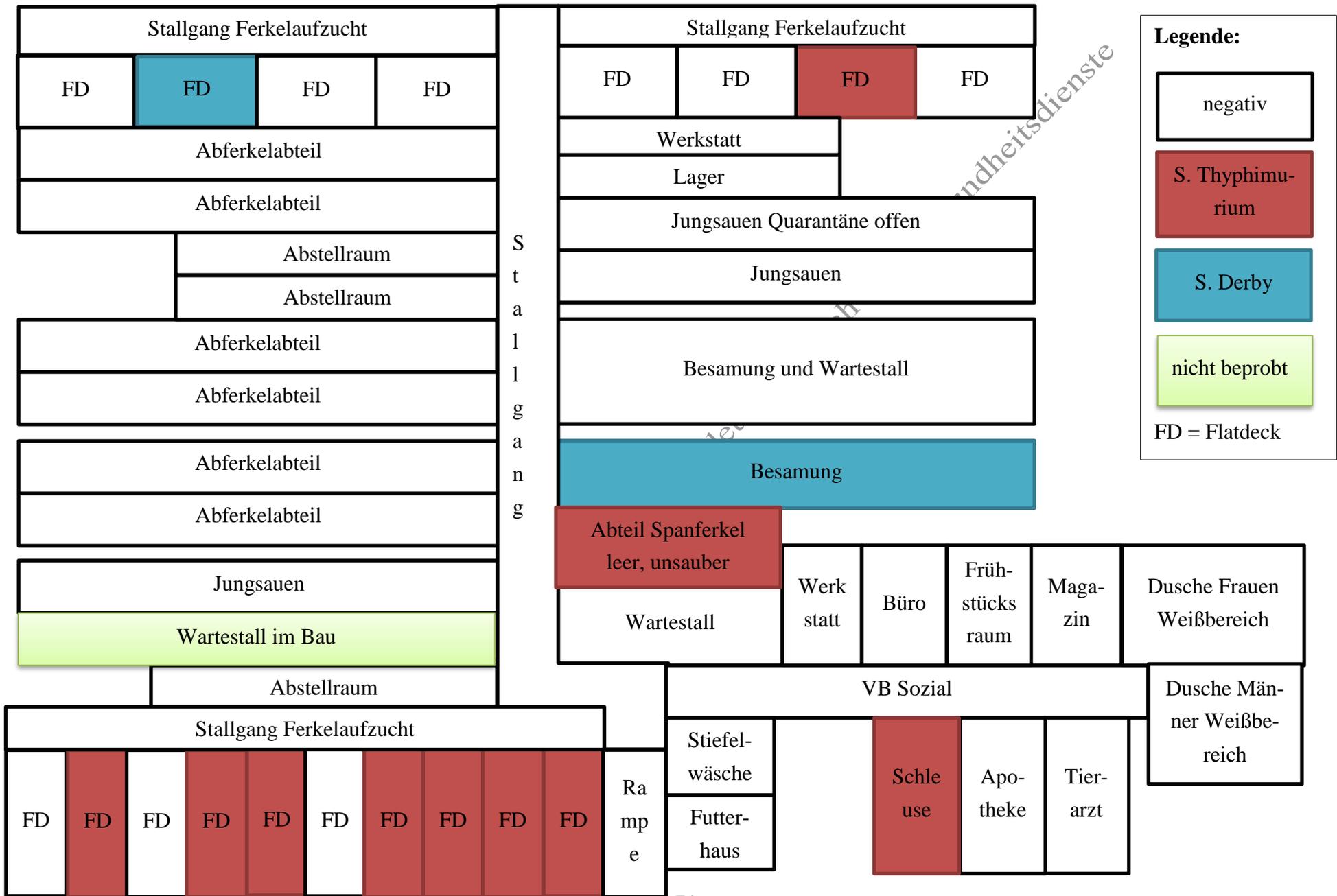


Abb. 17: Ferkelerzeuger

Herkunftsnachweis für Ferkel- / Läuferlieferungen

Ausstellungsdatum: _____ Gelieferte Stückzahl: _____ kg:

Erzeuger- / Ferkelaufzuchtbetrieb: _____ **Empfänger- / Mastbetrieb:** _____

Geburtswoche / Alter: _____ Durchschn. Ausstallgewicht / Tier: _____
 Kennz. / Ohrmarke: _____ Raumtemperatur vor Umsetzung: _____

Futtermischung vor Ferkelverkauf:

Komponente	Anteil in %
Weizen	
Gerste	
Triticale	
Mais	
Soja	
Sojaöl	
sonst.Pfl.fett	
Säuren	

Durchgeführte Bestandsbehandlungen:

Präparat	Wirkstoff	Dosierung	Zeitraum

Produktname / Lieferfirma: _____

Mineralfutter	% Lysin	MJ/kg
Ergänzungsfutter	% Lysin	MJ/kg
Alleinfutter	% Lysin	MJ/kg

Durchgeführte Impfungen:

Art der Impfung:	Datum / Bemerkung
M.hyo	
PCV2	
PRRS	
Ileitis	
PRa	

Endo- / Ektoparasitenbekämpfung:

Präparat	Wirkstoff	Datum / Bemerkung

Wartefristen:
 bestehen nicht
 bestehen bis: _____

Teilnahme des Herkunftsbestandes am Salmonellenprogramm:
 ja nein
 Letzte Untersuchung: _____
 Aktuelle Bewertung: _____

Tiergesundheitsstatus des Herkunftsbestandes:

	"positiv"	"unverd."	Datum letzte Unters.
PRRS	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____
APP	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____
M.hyo	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____
PRa	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____
	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____
	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	_____

Sonstige Bemerkungen: _____

Betreuender Tierarzt: _____

Datum _____ Unterschrift Erzeuger-/Ferkelaufzuchtbetrieb _____

Abb. 18: Begleitpapier für Ferkelverkauf (A. Amthor – SGD Thüringen)

Abb. 19: Probenschlüssel für die Stichprobengröße der pro Jahr zu untersuchenden Proben nach Salmonellenverordnung /QS

Anzahl der voraussichtlich zur Schlachtung abgegebenen Schweine pro Jahr	Anzahl der zu untersuchenden Schweine
< 45 (QS: 50)	26 (wenn < 26: alle Schweine)
46 bis 100	38
101 bis 200	47
> 200	60

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste

b. Ihre Ansprechpartner bei den Schweinegesundheitsdiensten

Baden-Württemberg

Dr. Otto Hornstein

Schweinegesundheitsdienst der Tierseuchenkasse Baden-Württemberg

Am Moosweiher 2

79108 Freiburg

Tel: 0761 1502265

Fax: 0761 1502298

Email: tgdfreiburg@tsk-bw-tgd.de

Bayern

Dr. Anja Rostalski

Schweinegesundheitsdienst des Tiergesundheitsdienstes Bayern e. V.

Senator-Gerauer-Str. 23

85586 Poing

Tel: 089 9091274

Fax: 089 9091388 (bitte mit Hinweis SGD)

Email: anja.rostalski@tgd-bayern.de

Hessen

Angelika Cechini

Schweinegesundheitsdienst Hessen

Landesbetrieb Hessisches Landeslabor

Schubertstr. 60 Haus 13

35392 Gießen

Tel: 0641 48005257

Email: angelika.cechini@lhl.hessen.de

Prof. Gerald Reiner

Klinik für Wiederkäuer und Schweine

der Universität Gießen

Tel: 0641 9938821

Mecklenburg-Vorpommern

Dr. Karl-Heinz Schulz

Schweinegesundheitsdienst der Tierseuchenkasse Mecklenburg-Vorpommern

Neustrelitzer Straße 120

17033 Neubrandenburg

Tel.: 0170 7350244

Email: kh.schulz@tskmv.de

Niedersachsen

Dr. Carolin Holling

Dr. Laura Jahn

Schweinegesundheitsdienst der LUFA Nord-West

Ammerländer Heerstr. 123

26129 Oldenburg

Tel: 0170 2048351

Email: laura.jahn@lufa-nord-west.de

Nordrhein-Westfalen

Dr. Theodor Schulze-Horsel

Schweinegesundheitsdienst der Landwirtschaftskammer NRW

Haus Düsse 2

59505 Bad Sassendorf

Tel: 02945 989768

Fax: 02945 989833

Email: theodor.schulze-horsel@lwk.nrw.de

Rheinland-Pfalz

Dr. Uta Wettlaufer-Zimmer

Landesuntersuchungsamt Rheinland-Pfalz

Mainzerstr. 112

56068 Koblenz

Tel: 0261 9149388

Email: uta.wettlaufer@lua.rlp.de

Sachsen

Dr. Daniela Haser

Schweinegesundheitsdienst der Sächsischen Tierseuchenkasse

Löwenstr. 7a

01099 Dresden

Tel: 0351 8060823

Fax: 0351 8060812

Email: daniela.haser@tsk-sachsen.de

Sachsen-Anhalt

Dr. Karsten John

Schweinegesundheitsdienst der Tierseuchenkasse Sachsen-Anhalt

Postfach 32 01 20

39040 Magdeburg

Tel: 0391 7325022

Email: k.john@tskst.de

Thüringen

Philipp Schwödiauer

Schweinegesundheitsdienst der Thüringer Tierseuchenkasse

Victor-Goerttler-Str. 4

07745 Jena

Tel: 03631 885518

Tel: 0173 8533039

Fax: 03631 885555

Email: pschwoediauer@thtsk.de

Copyright: Arbeitsgruppe Salmonellen der deutschen Schweinegesundheitsdienste