

Tierärztliche Hochschule Hannover

Untersuchungen zur Prävalenz von Salmonellen in konventionellen und modernen alternativen Legehennenhaltungssystemen

INAUGURAL – DISSERTATION

zur Erlangung des Grades einer Doktorin der Veterinärmedizin

- Doctor medicinae veterinariae -

(Dr. med. vet.)

vorgelegt von

Gabi Domagalla geb. Lücking

Georgsmarienhütte

Hannover 2015

Wissenschaftliche Betreuung: Univ. - Prof. Dr. Dr. h.c. J. Hartung Institut für Tierhygiene,
Tierschutz und Nutztierethologie, Stiftung Tierärztliche Hochschule
Hannover

1. Gutachter: Univ. - Prof. Dr. Dr. h. c. J. Hartung
2. Gutachter: Univ. - Prof. Dr. med. vet. S. Rautenschlein

Tag der mündlichen Prüfung: 09. Oktober 2015

Dieses Forschungsvorhaben wurde gefördert durch das EU FP6 Programme (Framework Programme for Research and Technological Development) Nummer 035547 Safehouse Projekt.

In Zufriedenheit und Dankbarkeit...

meinem Mann, meiner Mutter

meinen Freundinnen Maite und Manu

in Gedanken an meinen Vater und meine Großeltern

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung.....	1
2. Literatur.....	3
2.1 Gesetzliche Grundlagen der Legehennenhaltung.....	3
2.2 Definition des Begriffes Legehennen.....	3
2.3 Haltungssysteme für Legehennen.....	3
2.3.1 Käfighaltungssysteme.....	4
2.3.1.1 Konventionelle Käfighaltung.....	4
2.3.1.2 Ausgestalteter Käfig.....	5
2.3.1.3 Kleingruppenhaltung.....	5
2.3.2 Alternative Haltungssysteme.....	6
2.3.2.1 Bodenhaltung.....	8
2.3.2.2 Volierenhaltung.....	9
2.3.2.3 Freilandhaltung.....	10
2.3.2.4 Die ökologische Haltung.....	11
2.4 Salmonellen.....	12
2.4.1 Erreger, Morphologie, Taxonomie.....	12
2.4.2 Gattungsmerkmale.....	13
2.4.3 Pathogenität und Virulenz.....	13
2.4.4 Epidemiologie.....	14
2.4.5 Wirtsspezifität.....	16
2.4.6 Einteilung der Salmonellen nach epidemiologischen Gesichtspunkten.....	16
2.4.7 Salmonelleninfektionen beim Menschen.....	21
2.4.7.1 Aktuelle Situation in Deutschland.....	21
2.4.7.2 Infektionsquellen und Übertragung.....	22
2.4.7.2.1 Salmonellen in Lebensmitteln.....	22
2.4.7.2.1.1 Lebensmittel Ei.....	23
2.4.7.3 Infektionsdosis.....	24
2.4.8 Salmonelleninfektionen beim Geflügel.....	25
2.4.8.1 Wirtsadaptierte Salmonellen beim Geflügel.....	26
2.4.8.1.1 <i>Salmonella Pullorum</i>	26
2.4.8.1.2 <i>Salmonella Gallinarum</i>	26
2.4.8.2 Nicht wirtsadaptierte Salmonellen beim Geflügel.....	26
2.4.8.3 Übertragung und Epidemiologie.....	27
2.4.8.4 Klinik der Salmonellose beim Geflügel.....	32
2.4.8.5 Salmonellenkontrolle bei Legehennen.....	33
2.4.8.6 Aktuelle Situation in der EU.....	34
2.4.8.7 Aktuelle Salmonellenprävalenz in Deutschland.....	34
2.4.9 Bekämpfungsstrategien in der EU und in Deutschland.....	35
3. Material und Methoden.....	38
3.1 Verteilung der Betriebe.....	38
3.1.1 Anzahl der Haltungssysteme und Betriebe.....	39
3.1.2 Charakterisierung des Managements in den Betrieben.....	40
3.2 Ablauf der Untersuchungen.....	40
3.2.1 Hygienemaßnahmen vor der Probennahme.....	40
3.2.2 Probenahmen im Stall.....	41
3.2.3 Hygienemaßnahmen nach der Probennahme.....	43
3.2.4 Transport.....	43
3.3 Mikrobiologische Untersuchung des Probenmaterials.....	43
3.3.1 Isolierung der Salmonellen.....	44
3.4 Statistische Auswertung.....	44

4 Befunde.....	46
4.1 Salmonellenprävalenzen und Vergleich des relativen Risikos positiver Salmonellenbefunde zwischen konventioneller Käfighaltung und alternativen Haltungsformen.....	46
4.2 Positive Proben, gefundenen Serovare und Phagentypen in den untersuchten Herden.....	49
4.3 Statistische Unterschiede von Nachweishäufigkeiten der in den verschiedenen Haltungsformen eingesetzten Probenahmeverfahren.....	54
5 Diskussion.....	61
5.1 Mikrobiologische Untersuchungen.....	61
5.1.1 Bewertung der Methode.....	61
5.1.2 Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchungen.....	61
5.2 Salmonellenprävalenzen in den Betrieben und Herden.....	62
5.2.1 Einflussfaktoren auf die Salmonellenprävalenz.....	64
5.2.1.1 Faktoren mit einem signifikanten Einfluss auf die Salmonellenprävalenz.....	64
5.2.1.1.1 Einfluss des Haltungssystems auf die Salmonellenprävalenz.....	64
5.2.1.1.2 Faktoren mit möglichem Einfluss auf die Salmonellenprävalenz.....	65
5.2.1.1.2.1 Einfluss der Betriebs- und Herdengröße auf die Salmonellenprävalenz.....	65
5.2.1.1.2.2 Einfluss des Baujahres des Stalles.....	66
5.2.1.1.2.3 Einfluss der Hygienemaßnahmen.....	66
5.2.1.1.2.4 Tierproduktion und Haustiere.....	68
5.2.1.1.2.5 Schädlingsbekämpfung.....	68
5.2.1.1.2.6 Behandlungen: Einsatz von Antibiotika.....	69
6 Schlussfolgerungen	70
7 Zusammenfassung	
8. Summary.....	73
9 Literaturverzeichnis	77
Anhang	
Danksagung	

Abkürzungsverzeichnis

In dieser Arbeit wurden neben den allgemein üblichen Abkürzungen folgende spezielle Kurzformen verwendet:

%	Prozent
°C	Grad Celsius
µm	Mikrometer
Abb.	Abbildung
Art.	Artikel
B	Bodenhaltung
BfR	Bundesinstitut für Risikobewertung
BPLS Agar	Brilliantgrün- Phenolrot- Agar
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
cm	Zentimeter
cm ²	Quadratcentimeter
DE	Deutschland
d.h.	das heisst
DNA	Desoxyribonukleinsäure
E. coli	Escherichia coli
EFSA	European Food Safety Authority
EG	Europäische Gemeinschaft
EU	Europäische Union
F	Freilandhaltung
g	Gramm
h	Stunden
i.d.R.	in der Regel
K	Käfighaltung
kbE/g	Kolonie bildende Einheiten pro Gramm
kg	Kilogramm
m	Meter
m ²	Quadratmeter
max.	maximal
mind.	mindestens
ml	Milliliter

MRSV Nährmedium	Modified semisolid Rappaport Vassiliadis
NaCl	Natriumchlorid
Nr.	Nummer
nt	nicht typisierbar
OR	odd ratio
Ö	ökologisches Haltungssystem
P- Wert	Signifikanzwert (Überschreitungswahrscheinlichkeit)
PT	Phagentyp
PT4	Phagentyp 4
PT8	Phagentyp 8
r%	relative Prozent
RDNC	bisher nicht klassifizierte Typen
S	<i>Salmonella</i>
S.D	<i>Salmonella</i> Dublin
S.I	<i>Salmonella</i> Infantis
S.E	<i>Salmonella</i> Enteritidis
sonst.	sonstiges
S.P	<i>Salmonella</i> Paratyphus
S.T	<i>Salmonella</i> Typhimurium
S.V	<i>Salmonella</i> Virchow
S.ssp	<i>Salmonella</i> subspezies
TierSchNutzV	Tierschutz- Nutztierhaltungsverordnung
TSI	Triple Sugar Iron- Agar
u.	und
VB	Vertrauensbereich
versch.	verschiedene
UV	Ultraviolettstrahlung
vgl.	vergleichsweise
VO	Verordnung
vs	versus
XLD Agar	Xylose- Lysine- Desoxcholate- Agar
z.B	zum Beispiel
z.T	zum Teil

1. Einleitung

Die Haltung von Legehennen in konventionellen Batteriekäfigen wurde ab 2012 aus Tierschutzgründen in der Europäischen Union (EU) verboten und durch alternative Haltungssysteme wie Bodenhaltung, Auslaufhaltung und die Haltung in ausgestalteten Käfigen ersetzt. In Deutschland wurde dieser Schritt schon Ende 2009 vollzogen. Allerdings lagen nur wenige Kenntnisse über die hygienische Qualität dieser Systeme im Hinblick auf die Lebensmittelsicherheit der produzierten Eier vor. Dies betrifft insbesondere eine mögliche Kontamination der Eier mit Salmonellen. Daher wurde von Oktober 2006 bis Dezember 2010 ein EU Forschungsvorhaben „Safehouse“ initiiert und durchgeführt. In mehreren europäischen Ländern wurde die Prävalenz von Salmonellen in den modernen alternativen Haltungssystemen und vergleichsweise in Batteriekäfigen alter Prägung untersucht mit dem Ziel, Faktoren und Bedingungen zu erkennen, die mit einem erhöhten Risiko für die Kontamination von Eiern mit Zoonoseerregern wie Salmonellen verbunden sein können.

Salmonelleninfektionen des Menschen stellen laut Robert Koch Institut nach der *Campylobacter Enteritidis* Infektion die zweithäufigste Zoonoseerkrankung dar (RKI 2009, BfR 2012), wobei *Salmonella* Enteritidis und *Salmonella* Typhimurium im Vordergrund stehen. Die Aufnahme der Salmonellen durch den Menschen geschieht meist durch direkten Kontakt mit dem Erreger und durch Verzehr von mit Salmonellen behafteten Lebensmitteln, wozu besonders rohe Eier und ungenügend erhitztes Geflügelfleisch zählen (EFSA 2005).

Nach einer Pilotstudie des Bundesinstitutes für Risikobewertung lag die Salmonellenprävalenz in der Legehennenhaltung in Deutschland bei 29,3 %, wenn alle Salmonellenserovare berücksichtigt werden (BfR 2005). Die aktuellen Zahlen von 6,6 % (EFSA 2012) lassen zwar eine erhebliche Verbesserung erkennen, dennoch ist, verglichen mit den skandinavischen Ländern, in denen eine Prävalenz mit unter 1 % angegeben wird (EFSA 2007), noch immer hoch. Um diese in Deutschland hohe Prävalenz weiter zu senken und das damit verbundene Gesundheitsrisiko für den Verbraucher zu mindern, wurden die Salmonellenbekämpfungsverordnung 2160/2003 und die Durchführungsverordnung 1168/2006 erlassen, letztere durch die 517/2011 ersetzt, wobei die Salmonellenfreiheit des

Futters sowie Hygienemaßnahmen, die in jeder Stufe der Produktion eingehalten werden müssen, im Vordergrund stehen. Zur stetigen Verbesserung der Bekämpfung sind allerdings auch vertiefte Kenntnisse über mögliche Einflussfaktoren, die das Auftreten von Salmonellen - einschließlich in alternativen Haltungsformen - induzieren und begünstigen können, notwendig.

Das übergeordnete Ziel der vorliegenden Arbeit ist es, die Salmonellenprävalenz in typischen, derzeit in der Gesetzgebung beschriebenen Haltungssystemen für Legehennen anhand verschiedener Probenahmeverfahren zu ermitteln, zu vergleichen und mögliche Einflüsse auf die erhobenen Befunde zu diskutieren. Dazu werden Betriebe ausgewählt, in denen Herden noch in konventionellen Käfigen sowie in Boden-, Freiland- und ökologischer Haltung gehalten werden. Mögliche Einflussfaktoren wie Betriebsgröße, Haltungsverfahren, Management, Hygienemaßnahmen (z.B. Reinigung, Desinfektion, Kleiderwechsel, Nagerbekämpfung) sowie Häufigkeit und Art der tierärztlichen Behandlung der Tiere, der Einsatz von Antibiotika, sollen erfasst und in die Diskussion der Ergebnisse einbezogen werden.

Die gesteckten Arbeitsziele sind im Einzelnen, die

- Erhebung der Salmonellenprävalenz in den Haltungssystemen konventioneller Käfig, Bodenhaltung, Freiland- und ökologische Haltung auf Betriebs- und Herdenebene
- Darstellung der Verteilung der Salmonellenserotypen auf Betriebs- und Herdenebene
- Beurteilung der Sensitivität üblicherweise eingesetzter Probenahmeverfahren für Salmonellen und der mikrobiologischen Analytik
- Prüfung der Bedeutung von Einflussfaktoren wie allgemeine Betriebsdaten, Herdeninformationen, Hygienemanagement, Behandlungen und Schädlingsbekämpfung auf die Salmonellenprävalenz in den untersuchten Haltungssystemen
- Einschätzung des Kontaminationsrisikos von Eiern mit Salmonellen durch alternative Haltungssysteme

- Schwachstellenanalyse und Ableitung von Maßnahmen zur Bekämpfung und Reduzierung des Auftretens von Salmonellen in Legehennenbetrieben

2. Literatur

2.1 Gesetzliche Grundlagen der Legehennenhaltung

Mit der Verabschiedung der Richtlinie 1999/74/ EG am 19. Juli 1999 zum Schutz von Legehennen traten grundlegende Veränderungen für die Legehennenhaltung in der EU ein. So wurde die Haltung in konventionellen Käfigen ab dem 1. Januar 2012 gänzlich untersagt. Der Neubau oder die erste Inbetriebnahme war bereits ab dem 1. Januar 2003 verboten. Aufgabe der Mitgliedsstaaten war es, die Regelungen auf nationaler Ebene umzusetzen.

Deutschland nutzte den Spielraum der Richtlinie und ging mit der Änderung des Abschnitts 3 der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (Anforderungen an das Halten von Legehennen) im August 2006 deutlich über die europäischen Anforderungen hinaus. Nach der Notifizierung durch die EU wurde die Änderungsverordnung am 01.08.2006 (BGBl. I S. 1804) verkündet und trat am 04.08.2006 in Kraft (BAUMGARTE et al. 2007). So endete die Nutzungsfrist konventioneller Käfige in Deutschland bereits am 31.12.2009, in der übrigen EU war dies erst zum 1. Januar 2012 der Fall. Nach der 2. Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung (TierSchNutzV) vom 22.08.2006 wurde die Kleingruppenhaltung als eine neue Variante des ausgestalteten Käfigs zugelassen.

2.2 Definition des Begriffes Legehennen

Legehennen werden im Artikel 2 der EU-Richtlinie als „Hennen im legereifen Alter der Art Gallus gallus“ bezeichnet, die für die Erzeugung von Eiern gehalten werden, die nicht zum Ausbrüten bestimmt sind.

2.3 Haltungssysteme für Legehennen

Die **Tabelle 1** gibt einen Überblick über die Mindestanforderungen, die an die Haltung von Legehennen nach der deutschen und der EU Gesetzgebung gestellt werden.

Tab. 1: Überblick Mindestanforderungen an die Haltung von Legehennen nach 1999/74/EG, TierSchNutzV und VO (EG) 2092/91 Anhang VIII, (LINN 2004)

	EU Anforderungen konventioneller Käfig	EU Anforderungen Ökologische Haltung	EU Anforderungen Alternativhaltung	Anforderungen Bodenhaltung DE
Höhe	über mind. 65 % der Fläche 40 cm, nicht niedriger als 35 cm		Auslauföffnungen mind. 35 cm hoch	lichte Höhe mind. 45 cm (2 m Mindesthöhe ist entfallen)
Fläche/ Tier	550 cm ² je Huhn Tiere, die mehr als 2 kg wiegen – 690 cm ²	6 Hühner/m ² Auslauffläche pro Tier 4 m ² max. 3000 pro Einheit	9 Hühner/m ² max. 6000 pro Einheit	9 Hühner/m ² bei mehreren Ebenen max. 18 Hühner pro m ² max. 6000 pro Einheit
Nest	nicht gefordert	Einzelnest: 8 Hennen Gruppennest: 120 cm ² / Tier	Einzelnest: 7 Hennen Gruppennest: 1 m ² / 120 Hennen	Einzelnest: 35 cm x 25 cm / 7 Hennen Gruppennest: 1 m ² / 120 Hennen
Einstreu	nicht gefordert	1/3 der Stallgrundfläche bestehend aus Stroh, Sand, Torf oder Holzspäne	1/3 der Stallgrundfläche mind. 250 cm ² Einstreufläche pro Huhn	1/3 der begehbaren Stallgrundfläche, mind. 250 cm ² pro Huhn
Sitzstangen	nicht gefordert	geeignete Sitzstangen 18 cm / pro Tier	geeignete Sitzstangen, 15 cm/ Huhn, nicht über den Einstreubereich	15 cm /Huhn, nicht über Einstreu gleichzeitiges ungestörtes Ruhen
Trog	10 cm je Henne		Längströge mind. 10 cm Rundtröge mind. 4 cm/ Huhn	Längströge mind. 10 cm Rundtröge mind. 4 cm/ Huhn
Licht	Tageslicht nicht notwendig	max. 16 Stunden Nachruhe 8 h künstliches und natürliches Licht	alle Gebäude sind so zu beleuchten, dass die Hennen sich klar erkennen können	3 % Tageslicht, wenn nach dem 13.3.2002 in Nutzung genommen und bautechnisch möglich

Im Folgenden werden die Haltungssysteme kurz vorgestellt.

2.3.1 Käfighaltungssysteme

2.3.1.1 Konventionelle Käfighaltung

Die meist in drei-etagigen Batterien angeordneten Käfigeinheiten bestehen rundum aus Drahtgittern, einschließlich des voll perforierten Drahtgitterbodens, und bieten Platz für vier bis sechs Tiere (550 cm²/Tier). Der Schräggitterboden ist nach vorn geneigt, um das Abrollen der Eier zu erleichtern. Außer den Tränkenippeln und aufgerauten Oberflächenstreifen zum Krallenabrieb vor dem außerhalb des eigentlichen Käfigs angebrachten Futtertrogs gibt es keine Beschäftigungselemente in den Einheiten. Futter- und Wasserversorgung, Eiabtransport, Kotentfernung, Beleuchtung und Ventilation werden automatisch gesteuert.

Die hygienischen Vorteile der konventionellen Käfighaltung werden darin gesehen, dass die Legehennen keinen oder nur wenig Kontakt mit ihren eigenen und den Exkrementen der anderen Hühner ihrer Gruppe haben, da der Kot in der Regel rasch durch die Gitterroste fällt

(HILLER u. MÜLLER 2000). Damit wird das Risiko für Re-Infektionen durch Bakterien und Parasiten in der Käfighaltung als gering angesehen. Hinzu kommt, dass sich in kleinen Tiergruppen rasch eine stabile Rangordnung ausbildet und soziale Belastungen gering bleiben (EFSA 2005, LAYWEL 2006). Außerdem ist die Staubbelastung durch die fehlende Einstreu niedrig (SALEH et al. 2004). Durch den schrägen Boden und das Abrollen der Eier sind der Verschmutzungsgrad und damit auch die Keimbelastung der Eischale gering. Darüber hinaus ist der Arbeits- und Personalaufwand durch vollautomatisierte Abläufe klein (LAYWEL 2006).

Der größte Nachteil der konventionellen Käfighaltung ist die starke Einschränkung des natürlichen Verhaltens der Tiere und der geringe Platz pro Tier (TAUSON 1998, BESSEI 2006). Sitzstangen, Einstreu, Nester und Möglichkeiten zum Sandbaden, Picken und Bewegen fehlen.

NICHOL (2006) weist auf die erhöhte Furchtsamkeit von Legehennen in der konventionellen Käfighaltung hin. Grundsätzlich besteht ein Infektionsrisiko in jedem Haltungssystem (ANONYM 2008). Wichtige Voraussetzungen für eine infektionsarme Haltung sind gründlich durchgeführte Reinigungs- und Desinfektionsvorgänge (SNOW 2007, DAVIES u. BRESLIN 2003a, 2004).

2.3.1.2 Ausgestalteter Käfig

Ausgestaltete Käfige sind modifizierte Käfige, in denen den Hennen zur Ausübung natürlicher Verhaltensweisen ein durch Plastikstreifen abgedunkeltes Legenest, ein periodisch mit Einstreu versehener Scharrbereich und Sitzstangen zum Aufbauen und zur Nachtruhe, die mindestens jedem Huhn 15 cm Platz bieten, zur Verfügung stehen (Richtlinie 1999/74/EG Artikel 6). Der ausgestaltete Käfig ist in Deutschland seit Januar 2010 verboten und wurde durch die Kleingruppenhaltung (TierSchNutzV) ersetzt.

2.3.1.3 Kleingruppenhaltung

Die Kleingruppenhaltung, auch gelegentlich Kleinvoliere genannt, ist eine Weiterentwicklung des ausgestalteten Käfigs und war als künftiges Käfigsystem in Deutschland vorgesehen, allerdings ist nach einem Urteil des Bundesverfassungsgerichtes vom 2. Dezember 2010, in

dem der entsprechende Abschnitt der TierSchNutzV zu den Legehennen aus formalen Gründen für nichtig erklärt wurde, die Zukunft dieser Haltungssysteme wieder offen.

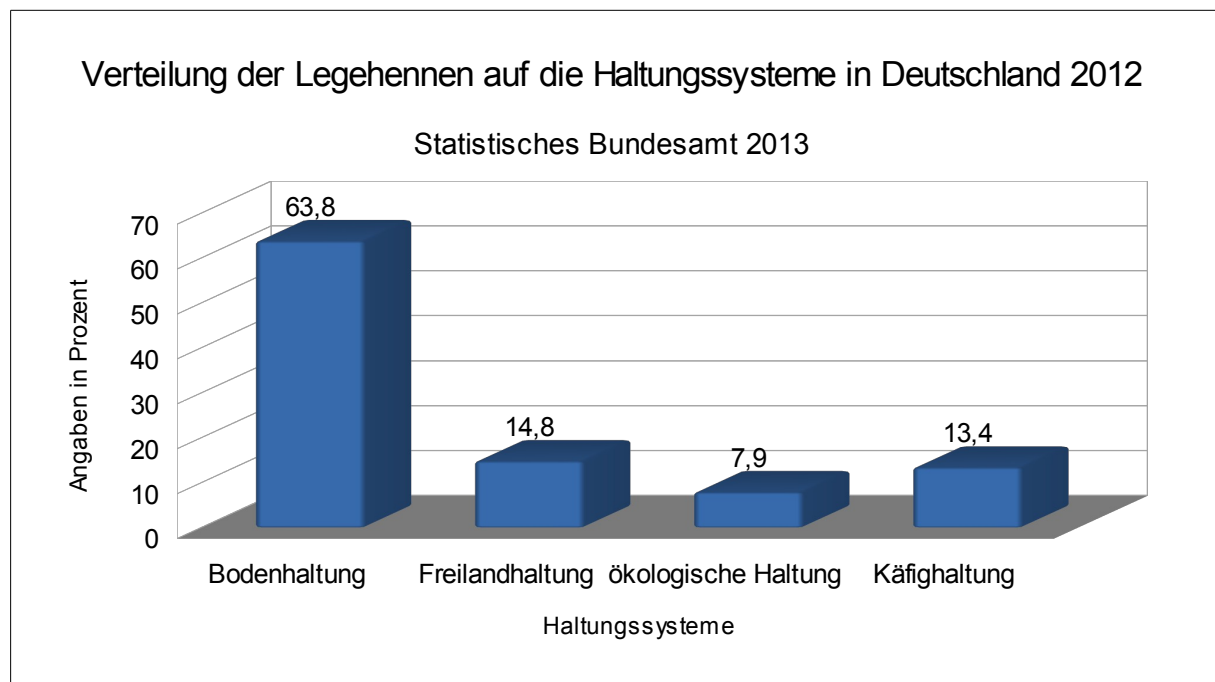
Die Einheiten oder Abteile in der Kleingruppenhaltung sind einige Zentimeter höher bei den ausgestalteten Käfigen und müssen eine Mindestfläche von 2,5 m² aufweisen. Jeder Henne bis 2 kg Körpergewicht muss eine uneingeschränkt nutzbare Fläche von 800 cm² zur Verfügung stehen (für Hennen über 2 kg 900 cm²). Sandbad (mind. 90 cm² je Henne) und ein abgedunkelter Legebereich (mind. 90 cm² Nestfläche je Henne) sind ebenso vorgeschrieben wie geeignete Sitzstangen in unterschiedlicher Höhe über dem Käfigboden. Üblicherweise werden zwischen 40 und 60 Tiere in einer Einheit gehalten (TierSchNutzV).

Hinsichtlich der Staub- und Keimbelastung der Luft in den Ställen gibt es nur geringe Unterschiede zur konventionellen Käfighaltung (SALEH 2006).

2.3.2 Alternative Haltungssysteme

Zu den alternativen Haltungssystemen zählen die Boden-, Volieren- und Freilandhaltung (PETERMANN 2003). 2012 werden 86,5 % aller Legehennen in Deutschland in alternativen Haltungssystemen gehalten. Diese gliedern sich in 63,8 % Bodenhaltung, 14,8 % Freilandhaltung und 7,9 % ökologische Haltung (STATISTISCHES BUNDESAMT 2013). Die **Abbildung 1** gibt einen Überblick zu welchen Anteilen Legehennen (in %) in den unterschiedlichen Haltungssystemen in Deutschland im Jahre 2012 untergebracht waren.

Abb. 1: Verteilung der Legehennen auf die Haltungssysteme in Deutschland 2012, Statistische Bundesamt 2013

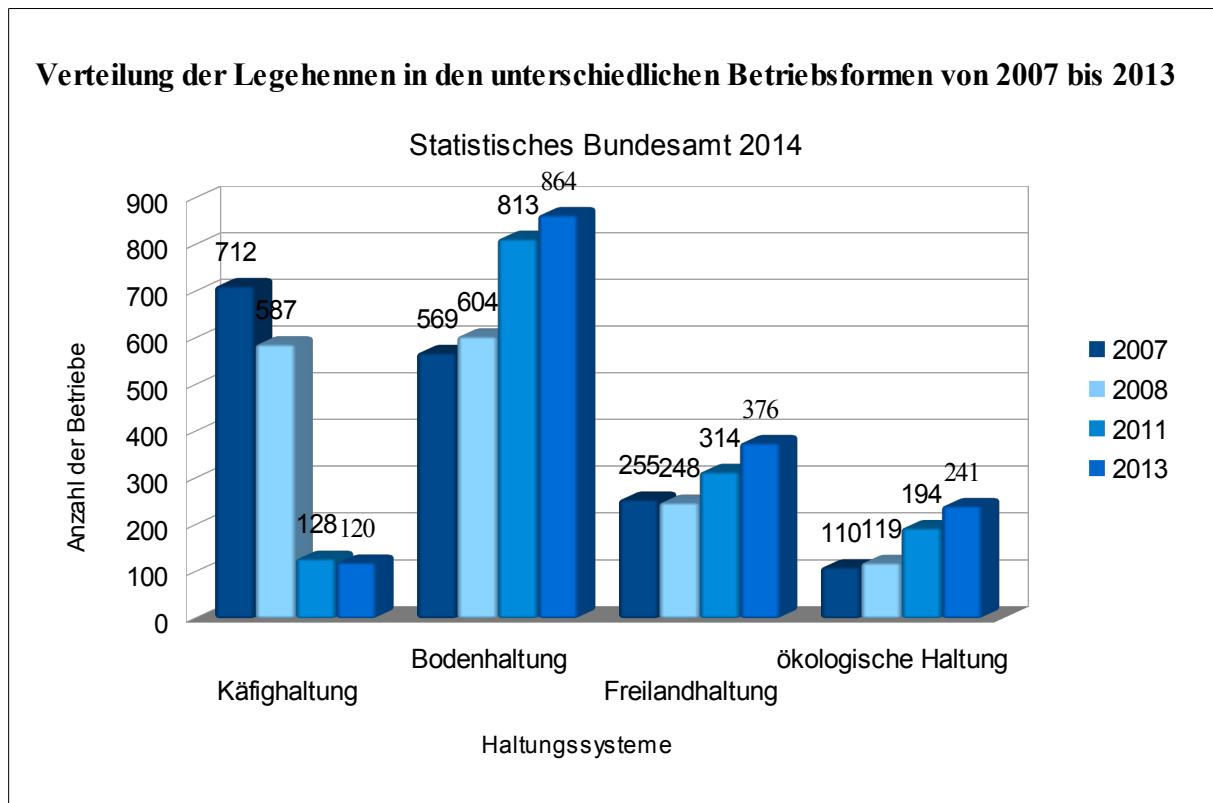


Die letzte Erhebung 2014 ergab, dass sich 11,5 % der Hennenhaltungsplätze auf die Käfighaltung, 64,4 % auf die Bodenhaltung, 15,7 % auf die Freilandhaltung und 8,4 % auf die ökologische Haltung aufteilen (STATISTISCHES BUNDESAMT 2014).

2007 betrug der Anteil der Legehennen in Käfigen 62,8 % (ZMP 2008). Davor waren es im Jahr 2005 73,2 %, im Jahr 2004 77,5 % und im Jahr 2003 noch 80,8 % (RÖHRIG 2005).

Durch den Vergleich der Jahre 2007, 2008, 2011 und 2013 zeigt sich der Strukturwandel in der Legehennenhaltung. Während 2007 noch Käfigsysteme vorherrschend waren, kommt die Bedeutung zunehmend der Bodenhaltung und anderen Alternativsystemen zu. Dazu veröffentlicht das Statistische Bundesamt 2014 folgende Zahlen in **Abb.2** dargestellt.

Abb. 2 Verteilung der Legehennen in unterschiedlichen Betriebsformen von 2007 bis 2013,



2.3.2.1 Bodenhaltung

In der Bodenhaltung steht den Tieren in der Regel eine eingestreute Bodenfläche als Scharraum und ein erhöhter Bereich mit Gitterboden zur Verfügung, auf dem die Futter- und Tränkwasserbahnen verlaufen. Dort befinden sich auch Sitzstangen für die Tiere. Durch den perforierten Boden werden Tier und Kot in diesem Bereich voneinander getrennt. Der Scharraum muss 1/3 der Stallgrundfläche umfassen und mit Sand, Holzspänen, Stroh oder anderem geeigneten, manipulierbaren Scharmaterial ausgestattet sein. Unter der perforierten Fläche ist ein Kotbunker, in dem der bei Futter- und Wasseraufnahme abgesetzte Kot gesammelt wird. Die Legenester liegen meist wandständig im Stall.

Die Bodenhaltung ermöglicht den Hennen die Ausübung einer Reihe typischer Verhaltensweisen wie Umherlaufen im Stall, Scharren, Picken, Staubbaden, individuelle

Gefiederpflege und die Nutzung von Sitzstangen (NICHOL 2006). Gegenüber der Freilandhaltung hat die Bodenhaltung den Vorteil, dass keine Verluste durch Greifvögel oder andere Wildtiere auftreten können (NICHOL 2006). Sie kann mit einem Kaltscharraum (Greifvögel geschützt und überdacht) sowie mit temporärem Zugang zu Freiland kombiniert werden.

Ein Nachteil der Bodenhaltung ist der soziale Stress für die Tiere durch zu große Gruppen (PETERMANN 2003). Schätzungsweise kann ein Huhn etwa 60 Artgenossen individuell unterscheiden. Bei größeren Gruppen entstehen häufig neue Rangordnungskämpfe, die für das Tier sowohl Stress als auch das Risiko von Verletzungen bergen (BESSEI 2006). Die Folgen können Federpicken und Kannibalismus sein. Nicht selten sind Krankheits- und Todesfälle sowie der Arzneimittelverbrauch erhöht. Krankheiten können sich durch den direkten Kontakt zu Artgenossen und Kot in der großen Gruppe (Herde) schnell ausbreiten (ANONYM 2008).

Nach Verordnung (EG) Nr. 2295/2003 (Vermarktungsnormen für Eier) und der Richtlinie des Rates 1999/74/EG (Art. 4) sowie der TierSchNutzV (§ 13a) können in der Bodenhaltung bis zu neun Hennen pro Quadratmeter gehalten werden, d. h., einer Henne stehen bis zu 1430 cm² Stallfläche zur Verfügung. Es dürfen bis zu 6000 Hennen zusammen ohne räumliche Trennung gehalten werden. Charakteristisch im hygienischen Sinne für die Bodenhaltung ist, dass alle Tiere der Herde direkten Kontakt miteinander und zu ihren Ausscheidungen haben.

2.3.2.2 Volierenhaltung

Eine besondere Form der Bodenhaltung stellt die Volierenhaltung dar. Neben dem ein Drittel der Bodenfläche des Stalles umfassenden Scharbereich ist die perforierte Fläche meist in drei übereinander liegenden Ebenen angeordnet, in denen die Futter- und Wasserbahnen verlaufen. Der Höhenabstand zwischen den Ebenen muss mindestens 45 cm betragen. Die Ebenen sind so zu gestalten, dass kein Kot durch den Boden auf die darunter liegende Ebenen und Tiere fallen kann (TierSchNutzV § 13a). Der anfallende Kot wird unter jeder Ebene auf Transportbändern aufgefangen, mit einem separaten Luftstrom getrocknet und regelmäßig aus dem Stall entfernt. Die Bestandsdichte beträgt 18 Hennen pro m². Die Volierenhaltung wird auch mit einem Kaltscharraum, seltener mit Freilandausläufen kombiniert.

Hinsichtlich des Verhaltens der Tiere gelten ähnliche Vorgaben wie bei der Bodenhaltung, wenn den Tieren hier durch die drei oder vier Ebenen auch mehr Ausweich- und Abwechslungsmöglichkeiten eröffnet werden. Durch die Trocknung und den regelmäßigen Abtransport des Kotes ist der Ammoniakgehalt in der Luft meist deutlich niedriger als in der Bodenhaltung.

In Boden- und Volierenhaltung sind verlegte Eier gleichermaßen ein Problem, das stets eine gute Eingewöhnung der Herde an das Haltungssystem erfordert.

2.3.2.3 Freilandhaltung

Die Anforderungen an die Haltung von Legehennen, nachts in Ställen und tagsüber mit der Gewährung von Auslauf im Freiland, werden im Artikel 4 der Verordnung 1999/74/EG geregelt. Darüber hinaus ist der Anhang II Nummer 1, der Verordnung 557/2007 der Kommission mit Durchführungsbestimmungen zur Verordnung (EG) Nr. 1028/2006 des Rates mit Vermarktungsnormen für Eier vom 23. Mai 2007 (ABl. Nr. L 132/5 vom 24.05.2007) von Bedeutung. Konkret bedeutet dies, dass Hennen, die einem Freilandhaltungssystem angehören, täglich, außer es wird von der Veterinärbehörde anders angeordnet, von spätestens 10 Uhr bis Sonnenuntergang uneingeschränkten Zugang zum Auslauf haben müssen (LAVES 2007). Der Auslauf muss über eine Fläche von mindestens 4 m² pro Henne verfügen. Bäume, Sträucher und Bewuchs sollen zum Schutz vor natürlichen Feinden vorhanden sein.

In der Freilandhaltung können die Hennen ihre natürlichen Verhaltensweisen ausführen (NICHOL 2006). Durch die große Tieranzahl kann es auch hier zu Rangordnungskämpfen kommen, aber diese treten in der Regel durch das große Platzangebot und den damit verbundenen Ausweichmöglichkeiten weniger auf (HUGHES et al. 1997, NICOL et al. 1999, ESTEVEZ et al. 2002). Durch die Bereitstellung des Freilandauslaufes wird den Tieren nicht nur viel Platz, sondern auch mehr Möglichkeiten zu verschiedenen Bewegungsaktivitäten und die Möglichkeit der ausgiebigen Futtersuche geboten. Die Exposition der unterschiedlichen Witterungseinflüsse soll die Gesamtkonstitution der Tiere fördern. FÖLSCH et al. (2001) vermutet, dass Legehennen in Freilandhaltung und in anderen alternativen Haltungssystemen einen besseren Immunstatus haben: die Auseinandersetzung mit möglichen Erregern stimuliert und stärkt das Abwehrsystem.

Die Nachteile entsprechen denen der Bodenhaltung. Verlegte und verschmutzte Eier können hier ein größeres Problem als in den anderen Haltungssystemen darstellen. Durch Wildvögel und Schädner besteht ein erhöhtes Risiko des Erregereintrages in die Herde (NICHOL 2006), wie bei der aviären Influenza in den letzten Jahren immer wieder befürchtet wurde (FLI 2015).

2.3.2.4 Die ökologische Haltung

Die ökologische Haltung von Legehennen ist gesetzlich in der VO 834/2007 des Rates vom 28. Juni 2007 über die ökologische Produktion und Kennzeichnung von ökologischen Erzeugnissen geregelt und löst damit die Verordnungen VO 2092/91 und VO 1804/99 ab.

Inhaltlich werden in der Verordnung die Grundsätze der ökologischen Tierhaltung reglementiert.

Laut Gesetzgeber muss mindestens 1/3 der Stallgrundfläche mit Einstreu bedeckt sein. Diese kann aus Stroh, Holzspäne, Sand oder Torf bestehen. Der verbleibende Anteil ist mit einer abgedeckten Kotgrube zu versehen. Maximal dürfen 3000 Legehennen gehalten werden. Sechs Tiere pro Quadratmeter sind laut Verordnung als Stallfläche vorgesehen. Die Beleuchtungsdauer darf 16 Stunden nicht überschreiten und kann neben der natürlichen Beleuchtung auch künstlich erfolgen. Hühner sollten, vorausgesetzt die klimatischen Bedingungen erlauben es, stets Zugang zu Auslaufflächen haben. Diese Möglichkeit sollte den Legehennen mindestens einem Drittel ihres Lebens zustehen.

Grundsätzlich müssen Tiere mit biologisch erzeugten Futtermitteln gefüttert werden. Allerdings gibt es Ausnahmeregelungen für Umstellungsfuttermittel und konventionelle Futtermittel. Der Medikamenteneinsatz sieht vor, dass generell chemisch synthetische allopathische Medikamente (z.B. Antibiotika) nicht vorbeugend eingesetzt werden dürfen. Wenn Homöopathie und Phytotherapie nicht ausreichen, ist der Einsatz von Antibiotika nach Indikation durch den Tierarzt möglich. Wenn ein Einsatz von chemotherapeutischen Arzneimitteln erfolgt, ist die gesetzlich vorgeschriebene Wartezeit zu verdoppeln. Im Falle einer fehlenden Wartezeit sind 48 Stunden einzuhalten. Impfungen sind erlaubt.

Die ökologische Haltung stellt hohe Anforderungen an den Betreiber. Es bestehen Risiken, die aus der Freilandhaltung sowie aus der Bodenhaltung bekannt sind.

2.4 Salmonellen

2.4.1 Erreger, Morphologie, Taxonomie

Salmonellen sind in der Regel gerade, Gram negative und im Durchschnitt 0,7- 1,5 x 5,0 µm große Stäbchenbakterien (POPOFF u. LE MINOR 2005). Ihr Vorkommen ist ubiquitär. Sie gehören der Familie der Enterobacteriaceae an und werden als Gattung (Genus) *Salmonella* zusammengefasst, die sich mit Hilfe von DNA Differenzierungen in 2 Spezies unterteilen lässt, erstens *Salmonella enterica* mit 6 Subspezies

- ★ *S. enterica ssp. enterica*
- ★ *S. enterica ssp. Salamae*
- ★ *S. enterica ssp. Diarizonae*
- ★ *S. enterica ssp. Indica*
- ★ *S. enterica ssp. arizonae*
- ★ *S. enterica ssp. houtenae*

und zweitens *Salmonella bongori* (POPOFF et al. 2004). Aufgrund ihrer Zellwand-(O) und Geißel-(H) Antigene werden nach dem Kauffmann-White-Schema 2541 Serovare unterschieden.

Die folgende **Tabelle 2** gibt einen Überblick zu den Spezies und Subspezies der Gattung *Salmonella* nach POPOFF et al. (2004).

Tab. 2: Überblick zu den Spezies und Subspezies der Gattung *Salmonella* (nach POPOFF et al. 2004)

Spezies	S. enterica						S. bongori
Subspezies	spp. Enterica	spp. Salamae	spp. arizonae	spp. diarizonae	spp. Houtenae	spp. Indica	
Frühere Bezeichnung	spp. I	spp. II	spp. IIIa	spp. IIIb	spp. IV	spp. VI	spp.bongori V
Anzahl Serovare	1504	502	95	333	72	13	22

Ursprünglich wurden für neue Serovare Eigennamen gebildet. Mittlerweile ist es üblich, nur noch für die Serovare *Salmonella enterica* spp. *enterica* eigene Namen zu verwenden. Für alle übrigen werden die Antigenformeln angegeben. So wird i. d. R. der Gattungsname *Salmonella*, gefolgt von der Serovarbezeichnung, beginnend mit einem Großbuchstaben, verwendet, d. h. *S. Typhimurium* anstelle der eigentlich korrekten Bezeichnung *S. enterica* spp. *enterica* ser. Typhimurium (ROLLE u. MAYR 2007).

2.4.2 Gattungsmerkmale

Salmonellen sind vorwiegend beweglich, peritrich begeißelt, fakultativ anaerob, chemoorganotroph mit oxidativem und fermentativem Energiestoffwechsel. Charakteristische Stoffwechselmerkmale sind u.a. die Reduktion von Nitrat zu Nitrit, die Bildung von H₂S, der Abbau von Propylenglykol und die Nutzung von Citrat als alleinige Kohlenstoffquelle (ROLLE u. MAYR 2007). Der fehlende Laktoseabbau (Ausnahme Subspezies *arizonae* und *diarizonae*) besitzt besondere diagnostische Bedeutung und wird bei der bakteriologischen Diagnostik auf dem Gassner-Agar genutzt. Auf Blutagar tritt niemals Hämolyse auf (ROLLE u. MAYR 2001). Die Lysin- und Ornithindecaboxyl Reaktion als weitere charakteristische Eigenschaften fallen positiv aus, Indol wird nicht gebildet. Stoffe, wie Sucrose, Salicin, Inositol und Amygdalin werden gewöhnlich nicht fermentiert (SELBITZ et al. 1995).

2.4.3 Pathogenität und Virulenz

Beide Salmonellenspezies sind pathogen für Tiere und Menschen. Jedes Salmonellenisolat von Tieren ist als potentieller Zoonoseerreger zu betrachten. Folglich dürfen Salmonellenserovare oder Stämme erst nach entsprechender Prüfung als avirulent für den Menschen oder bestimmte Tierarten eingestuft werden. Die Virulenz der Salmonellen hängt von Faktoren wie die Adhäsivität, die Invasivität, den fakultativen intrazellulären Parasitismus und der Toxinbildung ab. Es lassen sich bisher aber keine deutlich voneinander abgrenzenden Virulenzgruppen definieren (ROLLE u. MAYR 2007).

2.4.4 Epidemiologie

Habitat der Salmonellen ist der Darm von Tieren und Menschen. Die Übertragungswege der Salmonellen sind vielfältig (BÖHM 1993, GAREIS 1995, BAUER u. HÖRMANSDORFER 1995, SELBITZ 1995, ROLLE u. MAYR 2007). In den meisten Fällen werden sie beim Menschen über verunreinigte Lebensmittel und Wasser, in Tierbeständen über chronisch infizierte Artgenossen, Futtermittel oder Wild- und Nagetiere übertragen. Sie wachsen im Temperaturbereich von 10 bis 47°C, in einigen Fällen schon ab 6 bis 8°C. Auch bei Minustemperaturen bleiben sie überlebensfähig. Sonnenlicht (UV- Licht) beschleunigt das Absterben der Salmonellen. Durch Hitzeeinwirkung sterben Salmonellen bei 55°C nach einer Stunde und bei 60°C nach einer halben Stunde. Temperaturen von 70 bis 80 °C töten sie innerhalb kurzer Zeit ab (EMELE 2008).

Einfluss auf die Wachstumsrate der Salmonellen hat nicht nur die Temperatur, auch pH Wert, Salzgehalt, Wasseraktivität und Nährstoffangebot des umgebenden Mediums fördern oder hemmen das Wachstum (D' AOUST 1989). Temperatur und pH Wert stehen dabei in einem engen Zusammenhang. Bei einem pH Wert von 4 und einer Temperatur von 20°C werden Salmonellen innerhalb 1 bis 6 Tage inaktiviert, liegt die Temperatur bei gleichem pH Wert von 4 bei 4°C, wird verlängert sich die Zeit auf 10 bis 40 Tage (DEDIE 1993). Das pH Optimum für Salmonellen liegt bei 6,5 bis 7,5 (D' AOUST 1989). Bei entsprechenden Bedingungen können Salmonellen Wochen, Monate und Jahre in sehr verschiedenen Substraten und Umweltmedien überleben (GAREIS 1995).

So werden Überlebenszeiten in Federn von 1 bis 4 Jahren, in Abwasser bis zu 2,7 Jahre, in getrocknetem Kot bis 2,5 Jahre, in der Erde bis zu 480 Tage, in Fischmehl 360 Tage, in Gülle 180 Tage, in Geflügeleinstreu 21 bis 144 Tage und in Wasser 2 bis 45 Tage angegeben. Je trockener dabei das Ausgangsmaterial ist, desto länger ist die Überlebenszeit (BÖHM 1993, BAUER u. HERMANSDÖRFER 1995, GAREIS 1995, PIETSCH 1981). Die **Abbildung 3** fasst die Überlebenszeiten in einige wichtige Umweltmedien zusammen.

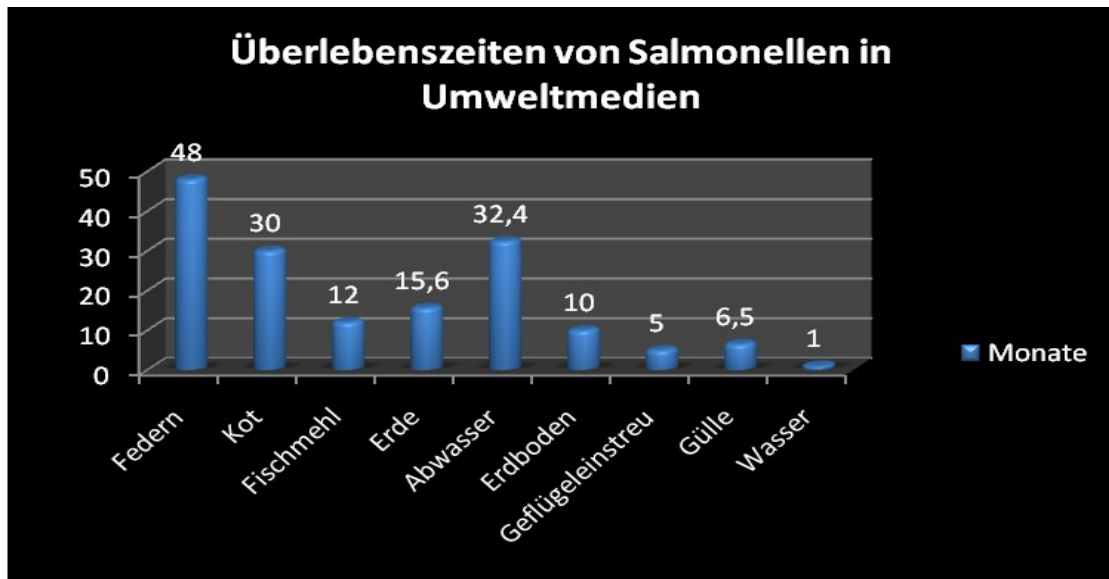


Abb. 3: Überlebenszeiten in der Umwelt nach PIETSCH 1981, BÖHM 1993, GAREIS 1995, BAUER u. HERMANSDORFER 1995

Auch in oder auf verschiedenen Lebensmitteln sind Salmonellen monatelang überlebensfähig. Sie überstehen Einfrieren und Tiefkühlen (ROLLE u. MAYR 1993). In Volleipulver können Salmonellen bis zu 13 Jahre, in Speiseeis über 7 Jahre, in Eiweißpulver 2 Jahre, in Kakaopulver 10 Monate, in Milch 20 Wochen, in Butter 15 Wochen und in Fleischsalat bis zu 10 Wochen überleben (KEWELOH 2006 u. GAREIS 1995). Für Lebensmittel und Speisen werden daher eine 10 minütige Erhitzung bei 75°C empfohlen, um sich vor Salmonelleninfektionen zu schützen. **Abbildung 3.1** zeigt einen Überblick über die Überlebenszeiten von Salmonellen in verschiedenen Lebensmitteln.

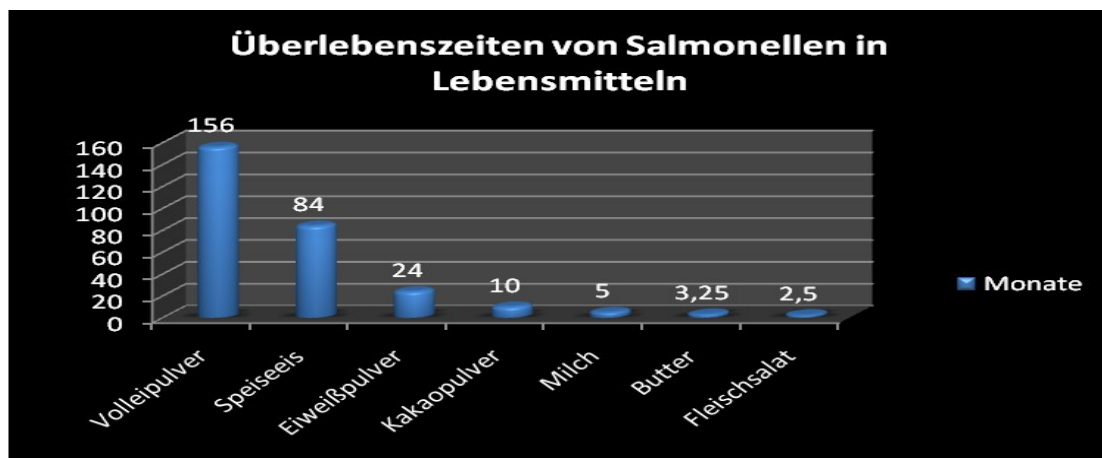


Abb. 3.1: Überlebenszeiten von Salmonellen in verschiedenen Lebensmitteln

2.4.5 Wirtsspezifität

Hinsichtlich ihrer Wirtsspezifität sind zwischen den Spezies und Subspezies gewisse Unterschiede auszumachen. *Salmonella enterica ssp. enterica* bevorzugt warmblütige Tiere, die übrigen Subspezies vorrangig Kaltblüter, besonders Reptilien. Ihre Virulenz für Menschen, Säugetiere und Vögel ist relativ gering, aber nicht ausgeschlossen (SELBITZ et al. 1995). *Salmonella bongori* besitzt ebenfalls eine für Menschen und homoiotherme Tiere geringe Virulenz. Die Vielzahl der Salmonellenserovare lassen sich aufgrund ihrer Anpassungsfähigkeit an bestimmte Wirte und ihre Relevanz als Krankheitserreger in vier Gruppen einteilen. **Tabelle 3** zeigt einen Überblick über die Einteilung der Salmonellen nach Wirtsanpassung und Bedeutung für Tiere und Menschen (ROLLE u. MAYR 2007).

Tab. 3: Überblick über die Einteilung der Salmonellen nach Wirtsanpassung und Bedeutung für Tiere und Menschen (ROLLE u. MAYR 2007)

Hauptmerkmale	Vertreter	Bedeutung für Tiere	Bedeutung für Menschen
Anpassung an den Menschen	S. Typhi, S. Paratyphi A, B, C	Bedeutungslos	Erreger von Typhus und Paratyphus
Anpassung an bestimmte Tierarten	S. Dublin (Rind) S. Cholerasuis (Schwein) S. Gallinarum (Huhn) S. Abortusepui (Pferd) S. Abortusovis (Schaf)	ausgeprägte Krankheitsbilder, Seuchenhafte Krankheitsverläufe	Infektionen selten, in Einzelfällen schwere Erkrankungen (S. Dublin, S. Cholerasuis)
Keine Anpassung an bestimmte Tierarten aber z. T. invasiv	S. Enteritidis S. Typhimurium	schwere seuchenhafte Krankheitsverläufe bis latente Infektionen	Haupterreger von Zoonosen (Enteritis infectiosa)
Keine Anpassung an bestimmte Tierarten nicht invasiv	mehr als 2000 weitere Serovare	vorwiegend latente Infektionen, Erkrankungen möglich	punktueller Bedeutung als Zoonoseerreger

2.4.6 Einteilung der Salmonellen nach epidemiologischen Gesichtspunkten

SANDER (1993) und SELBITZ (1995) nehmen eine Einteilung in drei Gruppen vor und fassen die in **Tabelle 3** angepassten Salmonellen in eine Gruppe zusammen. Aus diesen epidemiologischen Eigenschaften ergibt sich folgende Einteilung:

1) Epidemisch vorkommende, speziesadaptierte Serovare

<i>S. Typhi</i> und <i>S. Paratyphi</i>	Menschen
<i>S. Dublin</i>	Rind
<i>S. Cholerasuis</i>	Schwein
<i>S. Abortusequi</i>	Pferd
<i>S. Gallinarum- Pullorum</i>	Huhn
<i>S. Abortusovis</i>	Schaf

Die speziesadaptierten Serovare haben für die jeweilige Zielspezies eine große Bedeutung und führen zu ausgeprägten Krankheitsbildern. Tieradaptierte Serovare stellen in der Regel für den Menschen keine Gefahr dar, können aber bei der betroffenen Nutztierspezies seuchenhaften Erkrankungen verursachen.

2) Endemisch vorkommenden, nicht speziesadaptierten Serovare

- S. Enteritidis*
- S. Typhimurium*

Salmonella Enteritidis

Gruppe D 1

Antigenformel: O1,9,12: H g,m/p/1,7

Salmonella Enteritidis gehört zu dem am häufigsten isolierten Serovar. In den Untersuchungen von MEHTNER et al. (2006) wurde dieses Serovar in 78 %, von SNOW et al. (2007) in 45,2 %, vom BfR in der Basisstudie 2005 in 64,4 % aller untersuchten Proben nachgewiesen. Es gehört zu den nicht wirtsadaptierten Salmonellen, besitzt aber eine große Bedeutung als Zoonosenerreger und ist in der VO 2160/2003 als Serovar „von Belang für die öffentliche Gesundheit“ aufgeführt. Neben *Salmonella Enteritidis* gehören auch *Salmonella Typhimurium*, *Salmonella Hadar*, *Salmonella Infantis* und *Salmonella Virchow* zu den fünf häufigsten Salmonellen-Serotypen, die beim Menschen Salmonellosen verursachen. Die Überlebensfähigkeit in der Umwelt kann variieren.

Tenazität: Gras 330 Tage
Boden 56 Tage
Wasser 26 Tage (MITSCHLERLICH u. MARTH 1984)

Salmonella Typhimurium

Gruppe B

Antigenformel: O1,4,5,12: H i/1,2

Salmonella Typhimurium zählte in den 80er Jahren (ROLLE u. MAYR 2007) zu dem am häufigsten nachgewiesenen Serovaren und treten bei zahlreichen Tierarten wie Kühe, Kälber, Schweine, Pferde, Schafe, Ziegen, Katzen, Hunden, Hühner, Gänse, Enten, Puten, Tauben, Pelztiere, Meerschweinchen, Ratten, Füchse, Rentiere, Eichhörnchen (MITSCHERLICH u. MARTH 1984) und Menschen als Krankheitserreger auf (SELBITZ 1995). Dieses Serovar gehört zu den nicht wirtsadaptierten Salmonellen, hat aber eine große Bedeutung als Zoonosenerreger und ist in der VO 2160/2003 verankert. Im Jahr 2006 wurde es in 24,81 % aller menschlichen Salmonellosefälle nachgewiesen (RKI 2007). Seine Tenazität kann sehr variabel sein.

Tenazitäten: Staub 4 Jahre und 2 Monate
Kot 12 Tage bis 196 Tage
Gras in Abhängigkeit der Luftfeuchte: 119 bis 728 Tagen
Einstreu: in Abhängigkeit von der Luftfeuchte: 13 bis 544 Tage
(MITSCHERLICH u. MARTH 1984)

Die folgende **Abbildung 4** zeigt das Auftreten und die Verteilung der endemisch vorkommenden, nicht speziesadaptierten Salmonellenserovare *S. Enteritidis* und *Typhimurium* in den unterschiedlichen Tierarten (BfR 2014).

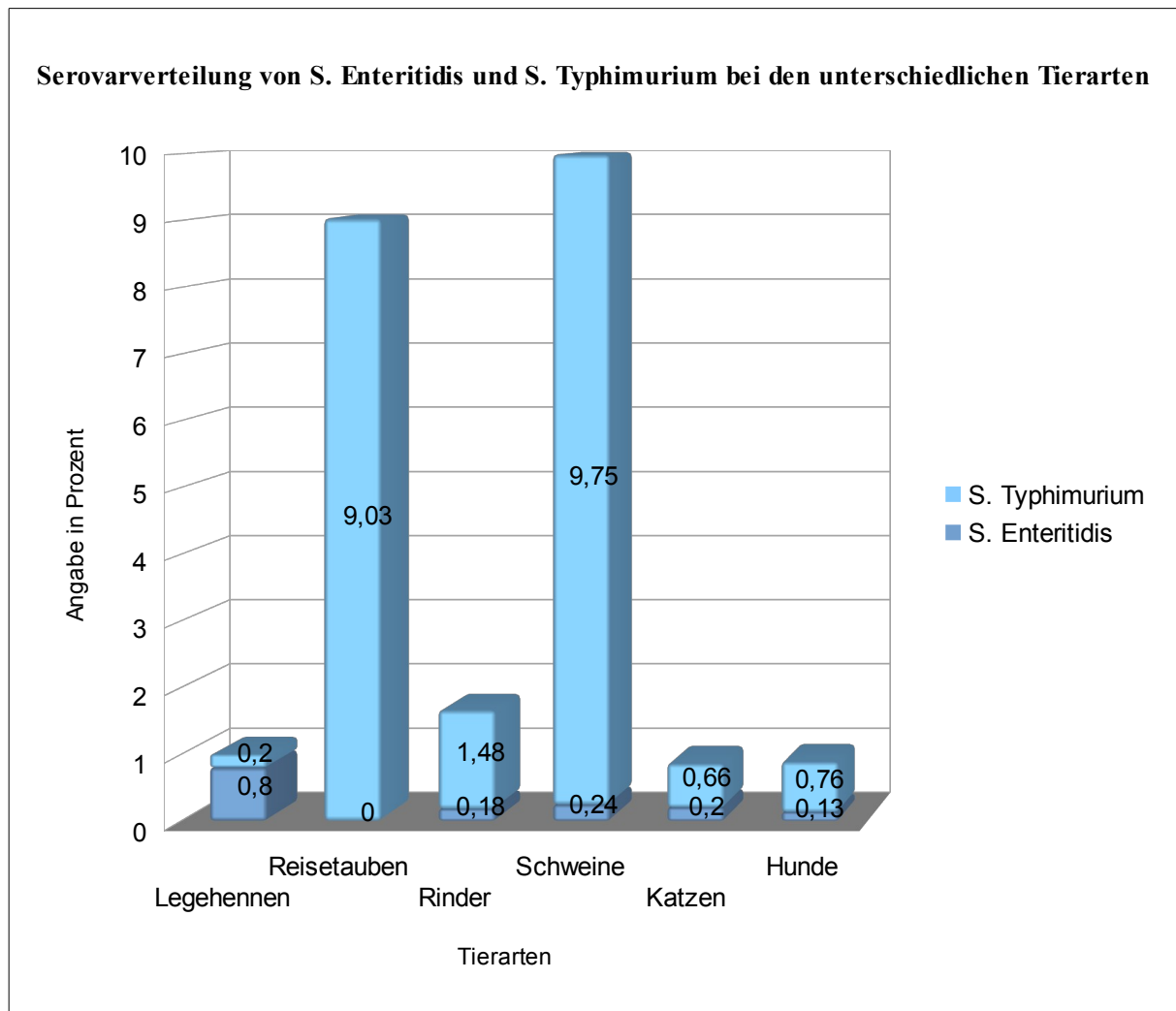


Abb. 4: Serovarverteilung von *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* bei den unterschiedlichen Tierarten (BfR 2014)

Bei Leggehennen konnten zu 1,6 % *Salmonella* nachgewiesen werden. Davon waren zu 0,8% *S. Enteritidis* und ist nach wie vor bei den Leggehennen vorherrschend mit 65,85 r%. Bei anderen Tierarten wie bei Gänsen, Reise- und Zuchttauben, verwilderte Tauben, Wildvögeln, Rindern, Schweinen, Hunden sowie Katzen ist *S. Typhimurium* weit häufiger verbreitet als *S. Enteritidis*.

Diese Gruppe der Salmonellenserovare hat eine große Bedeutung als Erreger für den Eintrag in die Lebensmittelkette und für die Gefährdung der menschlichen Gesundheit. Die als hoch virulent einzustufenden Erreger können sowohl beim Mensch wie auch beim Tier zu gastroenterischen Erkrankungen führen.

3) **Sporadisch vorkommende**, nicht speziesadaptierte Serovare

- S. Infantis*
- S. Tennessee*
- S. Muenchen*
- S. Thompson*
- S. Livingstone*
- S. Virchow*
- S. Hadar* u.v.a.

Salmonella Livingstone

Salmonella Livingstone tritt in Kühen, Kälbern, Schweinen und Fischmehl auf. Für Tier- und Fleischmehle beträgt der Wert nachgewiesener *S. Livingstone* aus dem Innen- und Binnenland 1,09 % (BfR 2014). Bei Rindern konnte er lediglich in 0,05 % der Proben und bei Schweinen in 0,36 % nachgewiesen werden. Die Überlebenszeiten im Boden können bis zu 210 Tage betragen (MITSCHERLICH u. MARTH 1994).

Salmonella Muenchen

Gruppe C 2-3

Antigenformel: O 6,8 H d/1,2

Salmonella Muenchen konnte bei Menschen, Kühen, Kälbern, Kamelen, Schweinen, Ziegen, Kaninchen, Hühnern, Reptilien, Austern und Fischmehl nachgewiesen werden. Die Überlebenszeiten im Boden werden in der Literatur von MITSCHERLICH und MARTH (1984) mit 14 Tagen angegeben.

Salmonella Infantis

Gruppe C1

Antigenformel: O 6,7,14 H r/1,5

Salmonella Infantis gehört nach der VO 2160/2003 zu den Serovaren, die für die menschliche Gesundheit von Belang sind und werden gesetzlich reglementiert. Für das Jahr 2012 wurde in allen untersuchten Proben bei Legehennen 0,02 % , bei Masthähnchen 0,04 % , Rindern 0,05 % , bei Kälbern 0,23 % , bei Schweinen 0,59 % , bei Hunden 0,17 % , bei Ölfrüchten /Extraktionsschrot 0,22 % , bei Rapssaat 0,37 % , bei Tränkewasser 9,52 % , bei Abwasserschlamme 1,76 % und bei tierischem Düngemittel 2,25 % *S. Infantis* nachgewiesen (BfR 2014).

Salmonella Thompson

Gruppe C1

Antigenformel: O 6,7,14 H r/1,5

Salmonella Thompson konnte in Kühen, Schweinen, Puten, Hühnern und in Eiprodukten nachgewiesen werden. In Heu wurde eine Überlebenszeit von 14 Tagen, auf Käfern von 15 Tagen, in Einstreu 56 Tage und im Boden 14 Tage ermittelt (MITSCHERLICH u. MARTH 1984).

Die Serovare dieser Gruppe, sind als humanpathogen einzustufen. Ihre epidemiologische Bedeutung ist aufgrund ihres sporadischen Vorkommen als gering einzuschätzen. Bei den Tierarten verlaufen die Infektionen meist ohne klinische Symptomatik. Sie bleiben in der Regel auf den Bestand beschränkt, sind aber durch veterinärhygienische Maßnahmen zu bekämpfen.

Salmonella Tennessee

Salmonella Tennessee konnte in Kühen Schweinen, Hunden, Schafen, Puten, Hühner, Eiprodukten und Fischmehl nachgewiesen werden (MITSCHERLICH u. MARTH 1984).

2.4.7 Salmonelleninfektionen beim Menschen

2.4.7.1 Aktuelle Situation in Deutschland

In Deutschland gehören Salmonellen laut § 6 und § 7 des Infektionsschutzgesetzes zu den so genannten meldepflichtigen Zoonoseerkrankungen. 2008 traten 42.921 übermittelte Krankheitsfälle mit Salmonellen auf, 2009 wurden 31.397 Fälle der Salmonellose nach amtlichen Meldungen verzeichnet, 2010 waren es noch 25.507, im Jahr 2012 20.849 Fälle und im Jahr 2013 18986 Fälle, die an der Salmonelleninfektion erkrankten. Sie gehört daher nach der Campylobakteriose zu der zweithäufigsten Lebensmittelinfektion (RKI 2010, BfR 2014, BfR 2015).

Von den 2500 Salmonellenserovaren tragen 20 bis 30 Serovaren zu den lebensmittelbedingten Erkrankungen bei (BLAHA 2006). Im Vordergrund stehen hier *Salmonella* Enteritidis und *Salmonella* Typhimurium als Haupterreger von Erkrankungen beim Menschen. *Salmonella* Enteritidis war 2009 mit 58 % am häufigsten in Deutschland vertreten, gefolgt von *Salmonella* Typhimurium 33 % (BfR 2009). Diese Serovaren stellen nicht nur Deutschland-, sondern auch EU-weit, mit einem Anteil von über 2/3 der Salmonellen, nach wie vor die bedeutendste Infektionsursache des Menschen dar (GAST et al. 2005, HARTUNG 2009 und 2006a).

Abbildung 5 gibt einen Überblick über die Häufigkeit der Salmonellenserovaren, die bei der Salmonelleninfektion des Menschen in Deutschland 2012 auftraten.

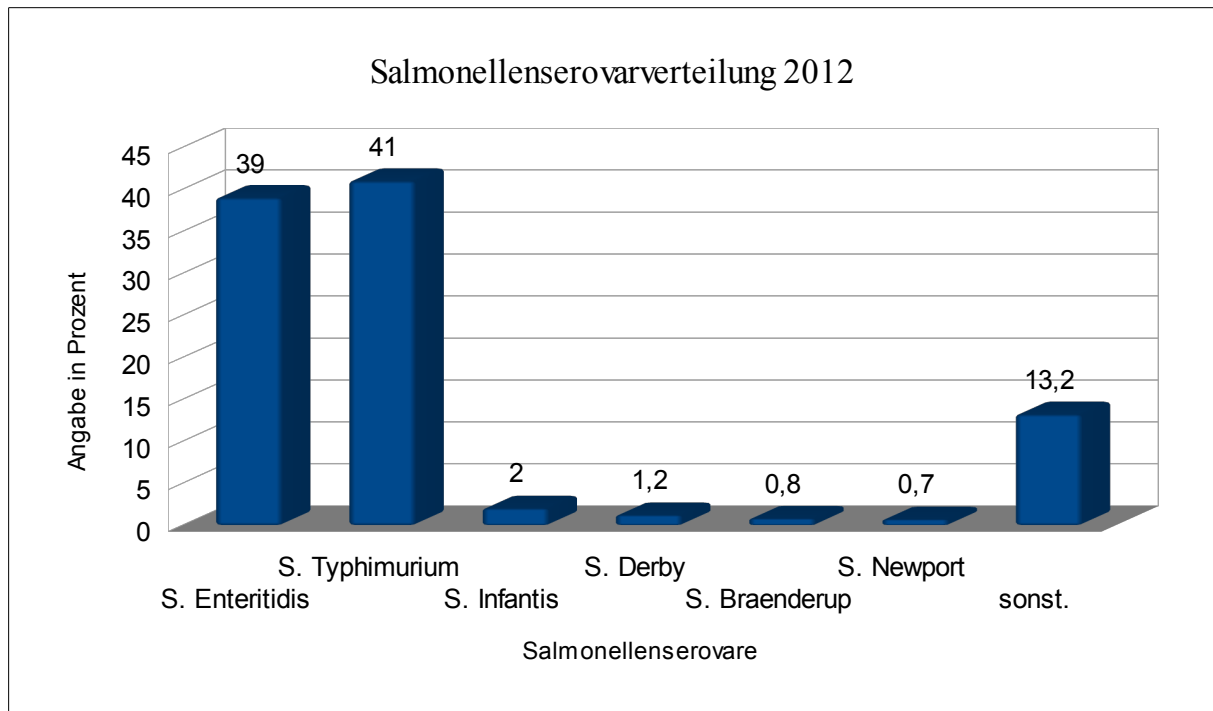


Abb. 5: Prävalenz der Salmonellenserovare 2012

(BfR 2014: Epidemiologische Situation der Zoonosen in Deutschland 2012)

Das BfR hat in seinem Zoonosenreport 2012 für Salmonellen 39 % *Salmonella* Enteritidis, zu 41 % *Salmonella* Typhimurium, zu 2,0 % *Salmonella* Infantis, zu 1,2 % *Salmonella* Derby, zu 0,8 % *Salmonella* Braenderup, zu 0,7 % *Salmonella* Newport und zu 13,2 % sonstige Salmonellen ermittelt.

2.4.7.2 Infektionsquellen und Übertragung

2.4.7.2.1 Salmonellen in Lebensmitteln

Primäre Infektionsquellen sind insbesondere von Geflügel, Schweinen und Rindern stammende Lebensmittel. 50 bis 60 % sollen dabei aus dem Geflügelsektor, 20 bis 30 % aus der Schweineproduktion und 10 % aus der Rinderwirtschaft betragen (BLAHA 2006, HARTUNG 2009, BfR 2012).

An der Spitze der Infektionen verursachenden Lebensmittel stehen Geflügelfleisch, wie Huhn, Pute, Ente und Gans, aber auch rohe Eier und Speisen, die Rohei enthalten. Eine Verbindung zwischen Salmonellen beim Menschen, insbesondere dem Serovar *Salmonella* Enteritidis und

dem Konsum von rohen oder ungenügend erhitzten Eiprodukten ist zahlreich dokumentiert (COYLE et al. 1988, HOGUE et al. 1997, PALMER et al. 2000, DE BUCK et al. 2004, BfR 2014). Beispiele wie Speiseeis, Tiramisu oder Mayonnaise sind besonders durch eine ungekühlte und zu lange Aufbewahrung oder Lagerung oder entsprechende Bedingungen beim Transport – gefährdet, da hierdurch hohe Keimzahlen erreicht werden (RKI, Merkblatt für Ärzte 2002).

Laut BfR „Erreger von Zoonosen in Deutschland im Jahr 2013“ werden folgende Werte für nachgewiesene Salmonellen angegeben.

- Geflügelfleisch gesamt 4,1 %
- Masthähnchen 4,4 %
- Konsumeier 0,02 %
- Rindfleisch 0,0 %
- Schweinefleisch 2,7 %

Hühnerfleisch sowie Eier und Eispeisen sind meist Träger von *S. Enteritidis*. 2006 wurden in 88 % aller untersuchten positiv getesteten Konsumeier *S. Enteritidis* als Erreger ermittelt. Im Vorjahr lag dieser Wert bei 95 %. 2012 wurde *S. Enteritidis* in allen positiv getesteten Konsumeiern detektiert. Schweinefleisch dagegen beherbergt meist *S. Typhimurium*.

2.4.7.2.1.1 Lebensmittel Ei

Hühnereier aus Legehennenherden, die mit *Salmonella* Enteritidis infiziert sind, stellen eine wichtige Quelle für menschliche Infektionen dar (EFSA 2007, EFSA 2011, EFSA 2012a, RKI 2007). Eier tragen Salmonellen auf der Schale oder im Eiinhalt. Die Schale wird entweder im Eileiter bei der Eischalenbildung oder durch die salmonellenhaltige Faeces der Legehennen kontaminiert. Der Eiinhalt kann durch *Salmonella* Enteritidis transovariell oder intravital infiziert werden (KINDE et al. 2000, RKI 2002), dieses tritt jedoch lediglich in 0,01 bis 0,1 % der Fälle auf (RKI, Merkblatt für Ärzte 2002). GAST u. BEARD (1992) geben an, dass 3 % der Eischalenoberflächen mit Salmonellen kontaminiert sind. BARROW und LOVELL (1991) hingegen gehen von einem Wert in Höhe von 6 % aus und führen zusätzlich an, dass 0,3 % des Eiinhalte kontaminiert sind.

Die Kontamination des Eiinhaltes aufgrund der Penetration der Keime durch die Schale birgt eine mögliche Gefahrenquelle für den Verbraucher, sich mit Salmonellen zu infizieren. Die Penetration der Salmonellen hängt dabei von Faktoren wie Temperaturdifferenzen, beschrieben von SCHOENI et al. (1995) und GAST und BEARD (1992), Feuchtigkeit, Verletzung der Schale und Alter der Tiere (NASCIMENTO et al. 1992, MESSENS et al. 2005, EFSA 2005 b) ab. Temperaturschwankungen sind zudem gesetzlich reglementiert und sollten laut VO (EG) Nr. 853/2004 vermieden werden.

Auch die Schale selbst kann eine Oberflächenverschmutzung mit den genannten Keimen aufweisen und den Verbraucher gefährden. Durch Berührung solcher Lebensmittel können die Erreger übertragen werden und andere Lebensmittel, Gegenstände oder evtl. Personen kontaminieren (Kreuzkontamination).

Oberflächenverschmutzungen von der Schale dürfen derzeit nicht entfernt werden. Das Waschen und Reinigen der Eier darf laut VO (EG) Nr. 557/2007 vom 23. Mai 2007 mit der Durchführungsbestimmung zur VO (EG) Nr. 1028/2006 des Rates mit Vermarktungsnormen für Eier nicht vorgenommen werden. Durch Reinigungsvorgänge besteht die Gefahr die Kutikula, einer physikalischen Schutzbarriere des Eies, zu schädigen. Als Folge einer Beschädigung können Bakterien besser in das Ei penetrieren (VO (EG) Nr. 557/2007 und EFSA 2005b).

2.4.7.3 Infektionsdosis

Die Infektionsdosis für den erwachsenen Menschen beträgt zwischen 10.000 und 1.000.000 Keime. Befinden sich Salmonellen in fetthaltigen Lebensmitteln wie Salami und Käse oder handelt es sich um prädisponierte Personen (Säuglinge, Kinder und ältere Menschen (MEERBURG u. KIJLSTRA 2007) reichen Infektionsdosen von 100 Keimen aus (RKI, Merkblatt für Ärzte 2002). Wie sich das klinische Erscheinungsbild äußert, ist sowohl von der Anzahl der aufgenommenen Salmonellen als auch vom Serotyp, vor allem aber von der individuellen Abwehrlage des Patienten abhängig. Daher nehmen auch das Alter, Vor- und Grundkrankheiten, medikamentöse Vorbehandlung oder eine gestörte Darmökologie Einfluss (KNOTHE et al. 1980).

Neben den genannten Einflussgrößen ist das Zustandekommen einer Salmonelleninfektion von weiteren Faktoren abhängig. Dazu zählen:

- Temperaturen während Lagerung und Transport (KÄSBOHRER 2007)
- Hygienemaßnahmen bei der Verarbeitung der Lebensmittel durch den Verbraucher

2.4.8 Salmonelleninfektionen beim Geflügel

Salmonellen beim Wirtschaftsgeflügel, insbesondere der Legehennen, kommen je nach Serotyp unterschiedliche Bedeutungen zu. An die Hühner adaptierte spezifische Serovare wie *Salmonella* Gallinarum gehörte zu den einst wichtigsten Geflügelkrankheiten. Nicht wirtsadaptierte Serovare verursachen zwar in der Regel nur latente Infektionen, verdienen aber als eine wichtige Quelle für Lebensmittelinfektionen große Aufmerksamkeit (ROLLE u. MAYR 2007).

Die Salmonelleninfektion variiert beim Huhn in Abhängigkeit der Serotypen. *Salmonella* Pullorum und *S. Gallinarum* gehören zu den spezifisch wirtsadaptierten transovariell übertragbaren Salmonellen. Sie führen vor allem bei Hühnern, seltener bei anderen Hühnervögeln, zu einer erhöhten Embryosterblichkeit, septikämisch verlaufenden perakute bis chronische Erkrankungen.

2.4.8.1 Wirtsadaptierte Salmonellen beim Geflügel

2.4.8.1.1 Salmonella Pullorum

***Salmonella* Pullorum:** Junge Küken (3. bis 6. Lebenswoche) zeigen schwere Allgemeinstörungen, Durchfall mit kalkweißen Kot (weiße Kükenruhr), Atemnot, Augen- und Gelenksentzündungen. Selten treten zentralnervöse Störungen auf. Ältere Tiere zeigen Störungen des Allgemeinbefindens, Diarrhoe und Abmagerung (HOOP u. HINZ 2005).

2.4.8.1.2 *Salmonella Gallinarum*

Salmonella Gallinarum: wird auch als Erreger des Hühnertyphus bezeichnet. Dieser Erreger ist stärker virulent für ältere Hühner. Unter den braunen Legehennen können plötzlich Todesfälle auftreten, die eine Gesamtmortalität von bis zu 80 % betragen kann (HOOP und HINZ 2005). Anfang des letzten Jahrhunderts hatten sich Infektionen mit diesem Erreger durch die Intensivierung der Hühnerhaltung stark ausgebreitet (SELBITZ 1995, ROLLE u. MAYR 2007).

Aufgrund erfolgreicher Eradikationsprogramme sind die Wirtschaftsgeflügelbetriebe mittlerweile frei von *Salmonella Pullorum* und *Gallinarum*. Jedoch stellen kleine extensiv gehaltene Geflügelbestände, insbesondere Rassegeflügel, die mit *S. Pullorum* infiziert geblieben sind, für die Wirtschaftsbetriebe eine Gefahr in Form einer potentiellen Infektionsquelle dar (HOOP u. HINZ 2005).

Eine Gefahr für den Menschen besteht durch diese wirtsadaptierten Salmonellenserovare selten (ROLLE u. MAYR 2007).

2.4.8.2 Nicht wirtsadaptierte Salmonellen beim Geflügel

Salmonella Enteritidis* und *Typhimurium sind nicht wirtsadaptiert (GAST et al. 2005) und haben somit für Mensch und Tier eine Bedeutung. Diese Serovare wurden bei Hühnern in den letzten Jahren am häufigsten festgestellt. Das BfR gab in seinem Zoonosenreport für das Jahr 2012 an, dass in Einzeltieruntersuchungen bei Legehennen in 1,25 % Salmonellen nachgewiesen werden konnten. Dabei wurde *Salmonella Enteritidis* zu 65,85 r% und *S. Typhimurium* zu 8,54 r% isoliert (BfR 2014).

Die Infektionsquellen sind wegen des ubiquitären Vorkommens und der großen Tenazität sehr heterogen, durch die Einschaltung der belebten und unbelebten Faktoren sehr vielfältig (METHNER 2005).

2.4.8.3 Übertragung und Epidemiologie

Die Übertragung der Salmonellen kann aufgrund ihres ubiquitären Vorkommens auf unterschiedlichste Weise erfolgen (GAST et al. 1999, ROLLE u. MAYR 2007). Die überwiegende Zahl der Serovare besitzt keine Wirtsspezifität. Infektketten unter Einfluss verschiedener Faktoren lassen sich deshalb nur schwer überschauen (ROLLE u. MAYR 2007).

Für Legehennen gibt es eine Vielzahl verschiedener Möglichkeiten, sich mit Salmonellen zu infizieren.

1. vertikale Übertragung
2. horizontale Übertragung
 - a) Futter
 - b) Trinkwasser
 - c) Geräte
 - d) Einstreu
 - e) Versandcontainer
 - f) Infizierte Tiere
 - g) Wildtiere, Insekten und Haustiere
 - h) Menschen

Die Faktoren a bis e gehören dabei zu den unbelebten Faktoren, f bis h zu den belebten Faktoren.

Eine vertikale Übertragung durch die Elterntiere ist möglich und kann aufgrund der hohen Empfänglichkeit der Küken erfolgen (METHNER 2005).

Die horizontale Verbreitung der Salmonellen wird durch strukturelle Besonderheiten in der Geflügelwirtschaft begünstigt. Die Konzentration der Bestände hat gute Bedingungen für eine horizontale Verbreitung der Salmonellen geschaffen. Für die Aufrechterhaltung der Infektion sind die Kontamination der Stallanlagen und die Nagetierpopulation von besonderer Bedeutung (ROLLE u. MAYR 2007, BfR 2014).

Futtermittel und Trinkwasser

Futtermittel werden immer wieder als Quelle für eine Salmonelleninfektion identifiziert (BISPING 1993, BLAHA 1993, BÖHM 1993, KÖHLER 1993, ROLLE u. MAYR 1993, BAUER u. HÖRMANSDORFER 1995, GAREIS 1995, ROLLE u. MAYR 2001, MOLLENHORST et al. 2005, METHNER et al. 2006, ROLLE u. MAYR 2007, EMELE 2008, BLAHA 2008, BfR 2014). Mögliche Serovare sind dabei *S. Infantis*, *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium*, letzteres in Weizen und Getreide.

Dabei sind besonders pflanzliche Komponenten wie Sojabohnen, besonderes Augenmerk liegt auf importierte Ware (BfR 2014), Sonnenblumenkern-, Leinsamen- und Rapsmehl belastet, aber auch Rohstoffe tierischer Herkunft können Salmonellen aufweisen (ROLLE u. MAYR 1993). DAVIES u. WRAY (1996a) konnten in künstlich kontaminiertem Hühnerfutter eine Überlebensrate von bis zu 26 Monaten feststellen. Laut BfR wurden im Jahr 2012 in Ölextraktionsschrot 3,3 % aller untersuchten Proben *Salmonella* nachgewiesen, davon lag der Anteil von *S. Infantis* bei 0,22 %. Rapsaaten waren bis zu 3,6 % mit *Salmonella* belastet. 0,38 % entfielen dabei auch hier auf *S. Infantis*. Bei Sojabohnen lag der Anteil an detektierten Salmonellen bei 3,2 %. Getreide, Schrot und Mehl fanden eine Belastung von 0,2 %. 0,08 % entfielen dabei auf *S. Typhimurium*. Im Weizen wurde ausschließlich *S. Typhimurium* nachgewiesen. Ein weiteres Risiko scheint von importierten Futtermitteln auszugehen. Der Anteil aller untersuchten Proben an *Salmonella* lag bei 7,61 % und davon entfielen 0,16 % auf *S. Typhimurium* (BfR 2014).

Kommt eine schlechte Futtermittelhygiene hinzu, können sich Vorratsschädlinge wie zum Beispiel der Reismehlkäfer, Schimmelpilze durch Kondenswasser und Regen und Bakterien wie Salmonellen begünstigt vermehren. Eine falsche Lagerung und Futtermittelreste können zudem Vögel und Schädlinge anlocken, die zum Salmonelleneintrag beitragen können (EMELE 2008).

Das Trinkwasser sollte ebenfalls Beachtung finden (BÖHM 1993, BLAHA 2008, BfR 2014). Autoren wie SELBITZ et al. (1995) und EMELE (2008) weisen darauf hin, dass Oberflächenwasser und Brunnen eine Möglichkeit zum Salmonelleneintrag in den Stall darstellen. Für das Jahr 2012 wurden Serovare wie *S. Enteritidis* und *S. Infantis* in Trinkwasser nachgewiesen (BfR 2014). Die Salmonellenbelastung im Tränkewasser lag bei 38,10 %.

Geräte und Fahrzeuge

Geräte und Fahrzeuge gehören zu den unbelebten Faktoren, die zu einer Übertragung der Salmonellen beitragen können (METHNER et al. 2006, BLAHA 2008, BfR 2014). Durch den Gebrauch von Gerätschaften können Salmonellen in den Stall eingetragen und innerhalb der Herden übertragen werden. Eine gemeinsame Nutzung der Geräte zwischen mehreren

Betrieben oder innerhalb eines Betriebes zwischen unterschiedlichen Tierproduktionen kann das Risiko erhöhen (METHNER 2005, EMELE 2008, BLAHA 2008). *Salmonella* Typhimurium wurde auf Stallumgebungsproben und Gerätschaften für das Jahr 2012 im BfR Zoonosenreport nachgewiesen.

Einstreu

Salmonellen können über die Einstreu übertragen werden. Da Salmonellen mit den Fäzes der Tiere massiv ausgeschieden werden, können kontaminierte Einstreu eine ständige Infektionsquelle bilden (BUSCH et al. 2004). Wird die Einstreu unsachgemäß gelagert und nicht vor belebten Faktoren wie Wildvögel und Schadinsekten geschützt, kann ein Eintrag in die Herde erfolgen (EMELE 2008).

Infizierte Tiere

Durch die gesetzlich vorgeschriebene Impfung in den Aufzuchtbetrieben mit mehr als 250 Hühnern und den regelmäßigen Kontrollen durch die zuständigen Behörden (GEFLÜGEL-SALMONELLEN- VERORDNUNG 2009), kommen Salmonellen in den Brütereien nur gelegentlich vor. Allerdings schließt METHNER et al. (2006) nicht aus, dass Tiere, die die Salmonellen in sich tragen, aber keine klinischen Symptome zeigen als Carrier- Tiere, beim Zeitpunkt der Umstallung von der Aufzucht zur Legephase, eine Infektionsquelle darstellen.

Wildtiere, Insekten und Haustiere

Wildtiere wie Ratten, Mäuse und Vögel werden schon lange als potentielle Eintragsquellen für Salmonellen angesehen (HENZLER u. OPITZ 1992, DAVIES u. WRAY 1995a, 1996a, SELBITZ et al. 1995, BAUER u. HÖRMANSDORFER 1995, WRAY C. u. WRAY A. 2000, GARBER et al. 2003, KINDE et al. 2005, METHNER 2005, WALES et al. 2005, ROLLE u. MAYR 2001 und 2007, MEERBURG u. KIJLSTRA 2007 und EMELE 2008, BfR 2014).

Schadinsekten können als Vektoren fungieren, die Umwelt kontaminieren und Salmonellen zwischen den einzelnen Abteilen verbreiten (WRAY C. u. WRAY A. 2000). Des Weiteren stellen sie ein natürliches Reservoir dar, in denen sich die Bakterien vermehren können. Mäuse können bis zu acht Monate nach der Infektion Salmonellen in geringen Mengen ausscheiden (1 bis 100 Salmonellen pro Kotabsatz). Auch von toten Mäusen, die in

gereinigten und desinfizierten Ställen vorgefunden werden, kann ein infektiöses Risiko für neu eingestellte Tiere ausgehen, da sie hohe Salmonellenmengen in den Organsystemen vorweisen (10^4 bis 10^5 KbE/g) (DAVIES u. WRAY 1995a). Für 2012 wurden 9,09 % Salmonellen in Mäusen nachgewiesen. Detektierte Serovare sind dabei *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* (BfR 2014).

Auch Insekten stellen einen Vektor für die Salmonellenverbreitung dar (GAREIS 1995). OLSEN und MAMMACK (2000) konnten Salmonellenserovare in Fliegen aus Legebatterien nachweisen.

Arthropoden wie Milben können ebenfalls Überträger für Salmonellen sein (DAVIES und BRESLIN 2003b). In Untersuchungen wurden Salmonellenübertragungen wissenschaftlich nachgewiesen und können möglicherweise bedeutend für die Übertragung auf Nachfolgererden sein (EMELE 2008).

Nach BfR Untersuchungen aus dem Jahr 2012 haben sich in der Kategorie „Geflügel und sonstige Vögel“ folgende Werte ermitteln lassen. S.E. steht dabei für *Salmonella* Enteritidis, S.T. für *Salmonella* Typhimurium und sonst. für sonstige *Salmonella*.

- | | |
|-------------------------------|-----------------------------|
| • Wildvögel | 3,8 % (S.E., S.T., sonst.) |
| • Tauben (nicht spezifiziert) | 2,44 % (S.T.) |
| • Reise- und Zuchttauben | 12,18 % (S.T., sonst.) |
| • Mäuse | 9,09 % (S.E., S.T.) |
| • Wildtiere, sonstige | 6,03 % (S.E., S.T., sonst.) |

HENZLER und OPITZ (1992) wiesen in ihren Untersuchungen in 24 % der Mäuse, GUARD-PETTER et al. (1997) in 25 %, GARBER et al. (2003) in 4 %, und DAVIES u. BRESLIN (2003c) in 44 % Salmonellen nach.

Neben Wildtieren und Insekten sind Haustiere als mögliche Eintrags- und Übertragungsquelle von Salmonellen zu nennen. Hunde und Katzen können mit dem Kot Salmonellen ausscheiden. Der Durchseuchungsgrad ist sehr unterschiedlich. Er schwankt beim Hund in Deutschland zwischen 1 % und 41,7 %. Als Hauptinfektionsquelle wird die Verfütterung von Schlacht- und Fleischabfällen angesehen (ROLLE u. MAYR 1993). Nach aktuellen Angaben

des Bundesinstituts für Risikobewertung (BfR) konnten in Einzeltieruntersuchungen bei Hunden eine Salmonellenbelastung von 2,27 % und bei Katzen 1,18 % nachgewiesen werden. Bei Hunden sowie Katzen war *Salmonella* Typhimurium das vorherrschende Serovar (BfR 2014).

Andere Nutztierarten wie Rinder, Schweine, kleine Wiederkäuer und Pferde können ebenfalls an Salmonellen erkranken und ein Reservoir darstellen (BAUER u. HÖRMANSDORFER 1995, ROLLE u. MAYR 2007). Das BfR gab bei Einzeltieruntersuchungen 2012 folgende Ergebnisse an:

- Rinder 2,16 % (S.E., S.T., S.D., S.P., S.I.)
- Schweine 7,71 % (S.E., S.T., S.I., S.V.)
- Kaninchen 0,52 % (S.T)
- Pferde 1,41 % (S.T., sonst., sp.)

Dabei steht S.E. für *Salmonella* Enteritidis, S.T. für *Salmonella* Typhimurium, S.D. für *Salmonella* Dublin, S.P. für *Salmonella* Paratyphi, S.I. für *Salmonella* Infantis, S.V. für *Salmonella* Virchow, sonst. für sonstige Salmonellen und sp. für *Salmonella* sp..

Personal

Ein nicht unerhebliches Kontaminationsrisiko kann auch vom Menschen selbst ausgehen. Eine kontaminierte Kleidung oder der Gebrauch von Gerätschaften vermögen den Erreger in den Bestand einzutragen. So hat der Mensch nicht nur beim Salmonelleneintrag eine Bedeutung, sondern kann durch sich kreuzende Betriebswege den Erreger im Bestand ausbreiten (BLAHA 1993).

2.4.8.4 Klinik der Salmonellose beim Geflügel

Bei wenige Tage alten Küken führt die vorwiegend orale Infektion sehr schnell zur einer intestinalen Kolonisierung mit nachfolgender Ausbreitung in die inneren Organe. Oft folgen

klinische Erkrankungen mit Anzeichen eines gestörten Allgemeinbefindens und erhöhtem Wärmebedürfnis. Eine erhöhte Mortalität tritt nur bis zum Alter von zwei Wochen auf.

Bei älteren Tieren kommt es aufgrund der bereits entwickelten Darmflora häufig zu einer passageren Infektion. Eine Ansiedlung findet in den Blinddärmen statt. Dort können diese, abhängig von der Virulenz, unterschiedlich lang persistieren und führen nur selten zu klinischen Symptomen (HINZ u. HOOP 2005, DE BUCK et al. 2004a und 2004b, MEERBURG et al. 2007).

Die Folgen einer Infektion variieren von Erregerelimination, bis zäkaler Kolonisation mit intermittierender Ausscheidung, symptomloser Persistenz (Carrier) bis zu lokalisierter chronischer Erkrankung oder letalem Ausgang.

Durch die Latenz der Infektion kommt den Monitoringprogrammen eine besondere Bedeutung für den Verbraucherschutz zu.

2.4.8.5 Salmonellenkontrolle bei Legehennen

Da sich die Salmonelleninfektion, der nicht wirtsadaptierten Serovare, in den Hühnerbeständen kaum klinisch manifestiert, sind zum Schutz des Verbrauchers regelmäßige Untersuchungen erforderlich. Die Geflügel- Salmonellen VO (2009) und die VO 2160/2003 legen den Umfang, die Art der Probennahme, den Untersuchungsintervall, das Vorgehen bei positiven Befunden und andere bedeutende Parameter zur Salmonellenbekämpfung und Reduzierung fest.

Die VO (EG) Nr. 2160/2003 richtet ihre Anforderungen an Aufzucht- und Legehennenbetriebe. In den Aufzuchtbetrieben werden Untersuchungen zum einen bei Eintagsküken zum anderen bei Junghennen, zwei Wochen vor Übergang in die Legehenneneinheit durchgeführt. Das Intervall in der Legehennenhaltung ist laut Verordnung in einem 15 wöchigen Intervall durchzuführen.

Die VO (EU) Nr. 517/2011, einer Durchführungsverordnung der VO (EG) Nr. 2160/2003 konkretisiert die Art der Probennahme in Käfig-, Scheunen- und Bodensystemen. In Käfigsystemen sollen mindestens zwei Kotsammelproben von Kotbändern, Bandkratzern oder Kotgruben mit jeweils 150 g entnommen werden. Bei fehlenden Kotbändern soll sich die Kotsammelprobe aus 60 Einzelproben der Kotgrube zusammensetzen. In Scheunen- und Bodensystemen sind zwei Paar Sockentupferproben zu entnehmen. Falls Bereiche im Stall

vermehrt Staub aufweisen, kann auch eine Staubprobe von einem Fassungsvermögen von 250ml bzw. von mindestens 100g entnommen werden.

2.4.8.6 Aktuelle Situation in der EU

In einer EU weiten Basisstudie wurde die Prävalenz von Salmonellen in kommerziellen Legehennenhaltungsbetrieben untersucht. Die Beprobungen fanden von Oktober 2004 bis September 2005 in 5310 Betrieben statt. Diese Betriebe verfügten über mindestens 1000 Legehennenplätze. Der Probenumfang enthielt fünf Kotsammelproben und zwei Staubproben. Die Proben wurden während der letzten neun Wochen vor der Schlachtung entnommen. In Deutschland wurde in 563 Betrieben eine Beprobung durchgeführt.

Salmonella wurde in 30,7 % der Legehennenhaltungsbetriebe in der Europäischen Union nachgewiesen. Die Betriebsprävalenz variierte in den unterschiedlichen Mitgliedstaaten von 0 % (Luxemburg und Schweden) bis 79,5 % (Portugal). 20,4 % der Legehennenbetriebe waren positiv für die Serovare *Salmonella* Enteritidis und *Salmonella* Typhimurium. Diese Prävalenz variierte von 0 % (Irland, Luxemburg und Schweden) bis 62,5 % (Tschechische Republik). Die EFSA wies allerdings darauf hin, dass die Prävalenz höher liegen könne, da pro Betrieb nur eine Herde beprobt wurde. Die drei am häufigsten isolierten Serovare waren in der Europäischen Union *S. Enteritidis*, *S. Infantis* und *S. Typhimurium*. *S. Enteritidis* war bei weitem mit 60 % das häufigste Serovar in den untersuchten Betrieben.

Staubproben waren in der Auswertung der Studie insgesamt doppelt so häufig positiv wie Kotproben. Das deutet darauf hin, dass die Entnahme von Staubproben eine empfindlichere Methode für den Nachweis von *Salmonella* in Legehennenherden darstellt (EFSA 2007). Laut der im Jahr 2012 veröffentlichten EFSA Studie von 2009 lag die aktuelle Salmonellenprävalenz nur noch bei 6,7 % und zeigt damit erste Erfolge der Bekämpfungsstrategien. Die Prävalenz variierte dabei von 0 % (Norwegen und Schweden) bis 41,7 % (Malta). Für das Jahr 2012 gab die EFSA in ihrer jüngsten Studie einen Wert von 3,2 % für die Salmonellenprävalenz in der EU an und setzt den Trend eines sich senkendes Wertes fort (EFSA 2014).

2.4.8.7 Aktuelle Salmonellenprävalenz in Deutschland

In Deutschland wurden im Rahmen der Basisstudie insgesamt 3941 Proben aus 563 Legehennenhaltungsbetriebe auf Salmonellen untersucht. 165 Herden zeigten eine positive Salmonellenprävalenz. Hiermit ergab sich eine geschätzte Prävalenz für Deutschland von 29,3 %. *Salmonella* Enteritidis wurde in 131 Herden nachgewiesen und war somit das am häufigsten isolierte Serovar. Die Prävalenz reduzierte sich auf 24,7 %, wenn nur *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* berücksichtigt wurden. *S. Enteritidis* war das häufigste Serovar mit 60 % der Salmonellen-positiven Betriebe. Andere Serovare wie *S. Tennessee* konnten zu 0,5 %, *S. Infantis* zu 3,9 %, *S. Livingstone* zu 1,8 %, *S. Typhimurium* 5,1 % und *Salmonella* spp. Rauform zu 18,4 % ermittelt werden (EFSA 2007).

Bei dem Auftreten der Salmonellen zeigte sich, dass Betriebe, die über eine Käfighaltung verfügten, häufiger positive Befunde aufwiesen, als Betriebe mit alternativen Haltungssystemen. Die Käfighaltung war durch größere Herdengrößen gekennzeichnet (EFSA 2007).

In einer Studie vom Friedrich Löffler Institut wurden 329 Herden untersucht. Die Aufschlüsselung der Salmonellenbefunde in die einzelnen Haltungssysteme ergab ebenfalls, dass der Anteil positiv getesteter konventioneller Käfige mit 46,3 % deutlich höher war, als in den alternativen Haltungsformen. In der Bio- Freilandhaltung wurden in 32,9 %, in der Bodenhaltung mit Auslauf 21,9 % und in der Bodenhaltung ohne Auslauf 23,4 % der Ställe Salmonellen nachgewiesen (METHNER et al. 2006).

Nach aktuellen Angaben der EFSA 2012 wies Deutschland für das Jahr 2009 eine Salmonellenprävalenz von 6,6 % und für das Jahr 2010 2,6 % auf und lässt erste Erfolge der Bekämpfungsstrategien erkennen. Auch das Jahr 2012 setzt den sinkenden Salmonellentrend weiter fort mit 1,6 % (EFSA 2014) und erreicht so das Ziel unter zwei Prozent oder weniger zu erlangen.

2.4.9 Bekämpfungsstrategien in der EU und in Deutschland

Die Europäische Union hat mehrere Verordnungen erlassen, um die Verbreitung von Salmonellen in Geflügel und Eiern innerhalb der EU zu überwachen und einzudämmen. Auf nationaler Ebene soll die Geflügel- Salmonellen- Verordnung greifen.

Verordnung (EG) Nr. 2160/2003 und Verordnung (EU) Nr. 517/2011

In der ersten Verordnung, der Zoonosen- **Verordnung (EG) 2160/2003** vom 17. November 2003, zur Bekämpfung von Salmonellen und bestimmten anderen durch Lebensmittel übertragbaren Zoonoseerregern und ihrer Durchführungsverordnung der **VO (EU) Nr. 517/2011**, hinsichtlich eines Gemeinschaftsziels zur Eindämmung der Prävalenz bestimmter Salmonellenserotypen bei Legehennen der Spezies *Gallus gallus* werden Zielwerte für die Eindämmung von Salmonellen bei Legehennen festgelegt.

Darin müssen alle Mitgliedstaaten der EU Maßnahmen treffen, um die Anzahl der mit Salmonellen infizierten Legehennen um einen bestimmten Mindestprozentsatz pro Jahr verringern, wobei die Zielwerte für Mitgliedstaaten mit hohem Salmonellenvorkommen höher gesteckt sind.

Die Verordnung sieht eine jährliche prozentuale Verringerung positiver Legehennenherden:

- 10 % im Falle einer Prävalenz von weniger als 10 % im Vorjahr
- 20 % im Falle einer Prävalenz von mindestens 10 % und höchstens 19 % im Vorjahr
- 30 % im Falle einer Prävalenz von mindestens 20 % und höchstens 39 % im Vorjahr
- 40 % im Falle einer Prävalenz von mindestens 40 % im Vorjahr (Artikel 1 der VO 517/2011)

Ziel ist es, eine Verringerung auf eine Höchststrate von 2 % oder weniger zu erzielen (Artikel 2 der VO 517/2011). Durch die Festlegung gestaffelter prozentualer Zielwerte sollen besonders Mitgliedstaaten mit hohen Salmonellenbefunden schnell eine Verbesserung erzielen. Die Verordnung legt zudem fest, welche Anforderungen an die Probennahme und an das Nachweisverfahren zu stellen sind. Zusammenfassend gewährleisten diese Verordnungen, dass angemessene und wirksame Maßnahmen zur Feststellung und Bekämpfung von Salmonellen und anderen Zoonoseerregern, auf allen relevanten Stufen der Lebensmittelkette

(Herstellung, Verarbeitung und Vertrieb), sowie auf Ebene der Primärproduktion und der Futtermittel getroffen werden. Ziel ist es die Prävalenz der Erreger und das von ihnen ausgehende Risiko für den Verbraucher zu senken (KÄSBOHRER 2007).

Verordnung (EG) Nr. 1177/2006

Die Verordnung (EG) 1177/2006 enthält Vorschriften für die Methoden, mit denen Salmonellen in Geflügelbetrieben bekämpft werden sollen. Des Weiteren umfasst sie eine Pflichtimpfung für Legehennen ab 2008 in Staaten mit einer Salmonellenprävalenz von 10 % oder mehr. Dazu zählt auch Deutschland. Bei den Impfstämmen muss es sich um solche handeln, die auf EU-Ebene genehmigt und von Feld- Bakterienstämmen unterschieden werden können. Die Impfpflicht sieht das mindestens dreimalige Impfen in der Junghennenaufzucht vor. Im Rahmen spezieller Bekämpfungsmethoden wird nicht nur die Impfpflicht geregelt, sondern auch den Einsatz antimikrobieller Mittel (VO (EG) 1177/2006). Antimikrobielle Mittel dürfen laut Verordnung nicht als spezifische Bekämpfungsmethoden im Rahmen der nationalen Bekämpfungsprogramme eingesetzt werden. Die Anwendung von Antibiotika soll dabei an folgende Voraussetzungen geknüpft werden:

- Klinische Erkrankungen verursachen übermäßiges Leiden der Tiere
- Rettung wertvollen genetischen Materials
- Einzelgenehmigungen der zuständigen Behörde
- Der Antibiotikaeinsatz unterliegt der Zulassung und der Überwachung der Behörde. Dabei soll sich der Einsatz, wenn möglich, auf bakteriologische Untersuchungen und Resistenztests stützen (ROLLE u. MAYR 2007).

Ferner tragen Vorschriften über Reinigung, Desinfektion, Hygiene, Schädner und Parasitenbekämpfung, geregelt durch die Geflügel – Salmonellen- Verordnung, der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung und der Geflügel- Pest Verordnung, zu einer Reduzierung und Beseitigung der Salmellen in der Umgebung bei.

3. Material und Methoden

Im Zeitraum vom 1.04.2007 bis 1.07.2008 wurden im Rahmen des EU Forschungsvorhabens „Safehouse“ 92 Legehennenherden von 78 Betrieben in Deutschland auf das Vorkommen von Salmonellen untersucht. Die Teilnahme der Betriebe erfolgte freiwillig. In 5 Betrieben wurde mehr als eine Herde beprobt. Unter „Herde“ wird hier eine Anzahl Tiere verstanden, die im gleichen Alter zur gleichen Zeit aufgestellt und zusammen in einem Stall gehalten werden, eine epidemiologische Einheit darstellen und den gleichen Impf- und Gesundheitsstatus besitzen. Die Herden verteilten sich mit etwas unterschiedlichen Anteilen auf vier verschiedene Haltungssysteme: Die konventionelle Käfighaltung (K), die Bodenhaltung (B), Freilandhaltung (FH) und ökologische Haltung (Ö). Die Mindestherdengröße betrug 1000 Legehennen. Die Beprobung fand immer in den letzten 4 bis 6 Wochen vor der Ausstellung statt.

3.1 Verteilung der Betriebe

Die überwiegende Zahl der Legehennenfarmen lag in Niedersachsen, gefolgt von Nordrhein Westfalen, Schleswig Holstein, Mecklenburg Vorpommern und Sachsen Anhalt. (Abbildung 6)

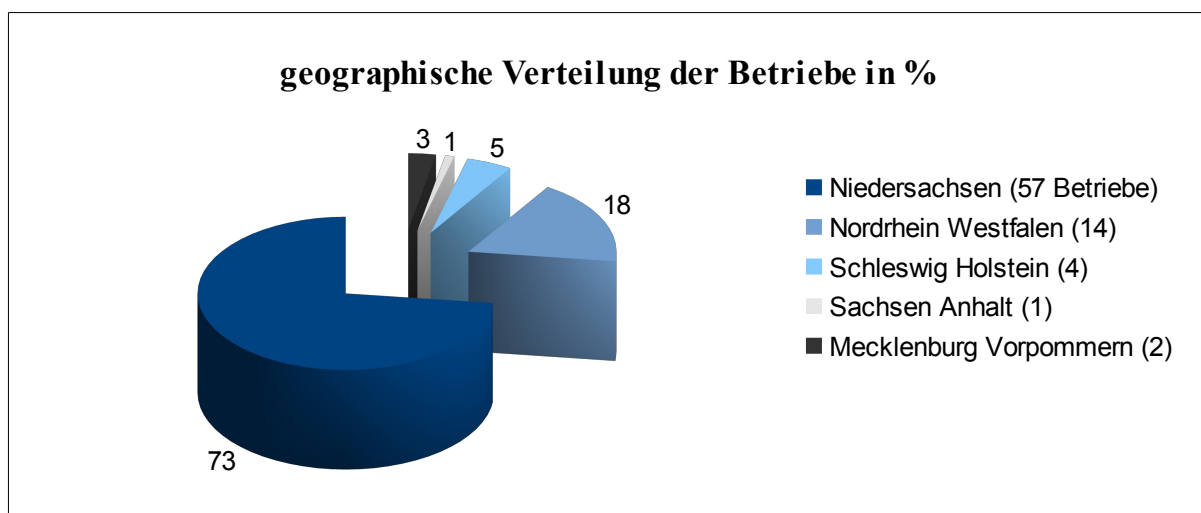


Abb. 6: Geographische Verteilung der Betriebe numerisch und in % auf die Bundesländer

3.1.1 Anzahl der Haltungssysteme und Betriebe

Insgesamt wurden 78 Betriebe und 92 Herden untersucht. Untersucht wurden 19 Betriebe mit konventioneller Käfighaltung (27 Herden), 19 Betriebe mit Bodenhaltung (25 Herden), 23 Betriebe mit Freilandhaltung (23 Herden) und 17 Betriebe mit ökologischer Haltung (17 Herden). **Tabelle 4** zeigt einen Überblick über die Zahl der untersuchten Betriebe und Herden.

	Käfige	Boden	Freiland	Öko
n=78	K1 (3)	B1 (1)	FH1 (1)	Ö1 (1)
Betriebe	K2 (1)	B2 (1)	FH2 (1)	Ö2 (1)
	K3 (1)	B3 (1)	FH3 (1)	Ö3 (1)
	K4 (1)	B4 (1)	FH4 (1)	Ö4 (1)
	K5 (4)	B5 (1)	FH6 (1)	Ö5 (1)
	K6 (1)	B6 (1)	FH7 (1)	Ö6 (1)
	K7 (1)	B7 (1)	FH8 (1)	Ö7 (1)
	K8 (1)	B8 (1)	FH9 (1)	Ö8 (1)
	K9 (1)	B9 (1)	FH10 (1)	Ö9 (1)
	K10 (1)	B10 (1)	FH11 (1)	Ö10 (1)
	K11 (1)	B11 (1)	FH12 (1)	Ö11 (1)
	K12 (1)	B12 (1)	FH13 (1)	Ö12 (1)
	K13 (1)	B13 (1)	FH14 (1)	Ö13 (1)
	K14 (1)	B14 (1)	FH15 (1)	Ö13 (1)
	K15 (4)	B15 (1)	FH16 (1)	Ö14 (1)
	K16 (1)	B16 (2)	FH17 (1)	Ö15 (1)
	K17 (1)	B17 (1)	FH18 (1)	Ö16 (1)
	K18 (1)	B18 (1)	FH19 (1)	Ö17 (1)
	K19 (1)	B19 (6)	FH20 (1)	
			FH21 (1)	
			FH22 (1)	
			FH23 (1)	
Gesamt: 92 Herden	27 Herden	25 Herden	23 Herden	17 Herden

Tab. 4: Anzahl der untersuchten Herden in den Haltungssystemen Käfig (K), Boden (B), Freiland (FH) und Öko (Ö). Die Ziffern in Klammern geben die Anzahl der beprobten Herden in den betreffenden Betrieben an. K 1 steht dabei für Käfighaltungsbetrieb Nummer 1. In diesem Betrieb wurden 3 Herden, jeweils Käfighaltungen, untersucht. B 19 steht dabei für Bodenhaltungsbetrieb Nummer 19. In diesem Betrieb wurden 6 Herden beprobt.

3.1.2 Charakterisierung des Managements in den Betrieben

Die Eigencharakterisierung der Betriebe erfolgte durch die Betreiber oder Farmleiter mit Hilfe von Fragebögen. Abgefragt wurden, die Anzahl der Legehennen, Bestandsgröße, die Herdenanzahl, das Alter und der Aufzuchtstatus der Tiere, die Art des Haltungssystems, das Baujahr des Stallgebäudes, die Anzahl der beschäftigten Angestellten, das Halten anderer Tiere (Geflügel/Rinder/Schweine/Haustiere), die Anzahl der Ställe auf dem Gelände und die Art der Wasserversorgung. Informationen zur Lagerung und Transport der Eier im Betrieb, ob sie über ein gemeinsames oder separates Eierförderungsband je Herde verfügen, wurde ebenfalls abgefragt. Darüber hinaus wurde um Angabe gebeten, ob Reinigungsmaßnahmen an den Eiern vorgenommen wurden. Abgefragt wurde auch das Reinigungs- und Desinfektionsregime und das Vorhandensein einer Hygieneschleuse mit Kleiderwechsel der Betreiber und der Besucher. Ergänzend wurden Angaben zum Impfprogramm und zum Einsatz von Antibiotika abgefragt. Der vollständige Fragebogen ist im Anhang beigelegt.

3.2 Ablauf der Untersuchungen

3.2.1 Hygienemaßnahmen vor der Probennahme

Diese Maßnahmen liefen stets ähnlich ab. Es wurde prinzipiell wie folgt vorgegangen. Nach Ankunft im Betrieb wurde die Schutzausrüstung, bestehend aus Einmalanzügen, Stiefelüberschuhen, Staubschutzmasken und Einweghandschuhen sowie die Probenahmematerialien in den Vorraum des oder der zu beprobenden Ställe gebracht. Alle Materialien wurden in verschlossenen und desinfizierbaren Boxen transportiert und erst vor Ort geöffnet. Die Probenahmematerialien bestanden aus 50 steril verpackten Tupfern (OXOID TS 0001A), einem autoklavierten und steril verpackten Pinsel, 7 Stomacherbeuteln (Omnilab Art. Nr. 5570048), 6 Paar Sockentupfern, 5 Kotbeuteln, einem Kotüberbeutel, Kabelbinder zum sicheren Verschluss der Probenbeutel, NaCl in einer Shotflasche, 500ml gepuffertes Peptonwasser, Einweghandschuhe, Kopflampe, autoklavierter Pinsel zur Gewinnung der Milben in den Pfalzen und Ritzen der Sitzstangen oder der Ablage der Eierbänder,

Gummistiefel, eine Desinfektionsspritze zur Reinigung der Hände vor und nach der Probennahme und eine Müllbox mit Müllbeutel für den anfallenden Abfall, der gesamt mitgenommen und von uns entsorgt wurde.

Vor Beginn jeder Probennahme erfolgte ein kurzes Gespräch mit dem Betreiber oder Farmleiter. Eine Betriebsbegehung wurde durchgeführt, um sich einen Überblick über das Betriebsmanagement zu verschaffen. Dabei wurde festgestellt, ob der Betrieb über eine Hygieneschleuse verfügt, ein Kleiderwechsel der Arbeiter stattfindet, ein Handwaschbecken vorhanden ist oder ob Besonderheiten oder Auffälligkeiten vorhanden sind. Jeder Betreiber erhielt im Anschluss einen Fragebogen zum Betriebsmanagement. Dieser Fragebogen sollte die Eindrücke der Begehung ergänzen und helfen die möglichen Ursachen einer Salmonellenprävalenz aufzudecken.

Nach Anlegen der Schutzkleidung erfolgte die Beprobung der Legehennenherde im Stall.

3.2.2 Probenahmen im Stall

Bei jeder Probennahme wurden 40 Kloakentupfer, 5 Kotsammelproben, eine Staubprobe, 10 Eierbandtupfer und je nach Bedarf 3 Paar Sockentupfer genommen sowie Milben gesammelt.

Kloakentupfer

Es wurden in jedem Betrieb 40 Legehennen aus allen Bereichen des Stalles ausgewählt und mit sterilen Einmaltupfern beprobt. Dabei wurden die Tiere behutsam fixiert und der Tupfer in die Kloake etwa 5 bis 7 cm eingeführt. Nach dem Abstrich erfolgte ein sofortiges Überführen des Tupfers in das Ames-Transportmedium. Zwischen den einzelnen Tieren wurden die Handschuhe gewechselt.

Eierbandproben

Insgesamt wurden 10 Eierbandproben entnommen. Dazu wurden 10 sterile Tupfer in einem mit NaCl gefüllten Shotglas angefeuchtet und damit an zehn verschiedenen Stellen von dem laufenden Eierband im Stall und/oder außerhalb des Stalles 10 einzelne Abstriche gewonnen.

Kotsammelproben

Mit sterilen Einweghandschuhen wurden an jeweils 20 verschiedenen Stellen im Stall 5 Kotsammelproben von je 250 g gewonnen. In Käfigsystemen wurden die Proben von den Kotbändern genommen, wobei alle Ebenen berücksichtigt wurden. In Boden- und Freihaltungssystemen wurden die Sammelproben aus den Kotgruben und von den Sitzstangen genommen. Zwischen jeder Kotsammelprobe fand ein Wechsel der Handschuhe statt.

Staub

An 20 verschiedenen Stellen im Stall wurde Sedimentationsstaub mit einem autoklavierten und sterilen Pinsel in einen Stomacherbeutel überführt. Prädisponierte Orte zur Gewinnung des Staubes waren die Dächer der Legehennennester, Ablagen, Oberkanten von Schiebetüren und nicht im Durchgang liegende Flächen, auf denen sich der Staub bevorzugt sammeln konnte. Das Volumen sollte stets mindestens 250 ml betragen.

Sockentupfer

Es wurden 3 Sockentupferproben genommen. Dazu wurden die Stiefel mit sterilen Stiefelüberschuhen versehen, über die die Sockentupfer gezogen wurden. Bei den Sockentupfern handelte es sich um eine Art Strumpf aus gazeähnlichem Material. Mit jedem Sockentupferpaar wurden im Stall mindestens 100 Schritte zurückgelegt, wobei möglichst der ganze Stall abgescritten wurde. Zwischen den einzelnen Probenahmen wurden die Stiefelüberschuhe gewechselt. Die beiden Sockentupfer (ein Sockentupferpaar) jeden Probenahmeganges wurden zu einer Probe vereinigt, in einen Stomacherbeutel überführt und mit Peptonwasser für den Transport angefeuchtet.

Milben

Mit einem Pinsel wurden bei Milbenbefall im Stall an 10 unterschiedlichen Stellen im Stall Milben auf ein weißes Blatt Papier gepinselt, um Milben und Staub leichter voneinander trennen zu können. Bevorzugte Aufenthaltsorte der Milben waren Pfalze an den Eierbändern, aus Holz bestehende Sitzstangen und Einkerbungen an Sitzstangen anderer Materialien. Die gewonnenen Milben wurden in einer fest verschließbaren, fluchtsicheren Plastiktüte ins Labor gebracht.

3.2.3 Hygienemaßnahmen nach der Probennahme

Alle Proben wurden zum Schutz vor Außenkeimen nach der Probennahme einzeln in Tüten verpackt und in einer handelsüblichen Kühlbox transportiert. Die Einmalkleidung wurde in den dafür vorbereiteten Müllsäcken entsorgt. Alle sonstigen Materialien, einschließlich der mitgebrachten Boxen, in denen die zur Probenahme und Hygiene benötigten Materialien transportiert wurden, wurden in großen Plastiksäcke verstaut, um eine Keimverschleppung von Stallkeimen in das Transportfahrzeug zu vermeiden. Die Stallstiefel wurden desinfiziert und in einem separaten Behältnis transportiert. Kurz vor Verlassen des Betriebes wurden die Hände erneut desinfiziert.

3.2.4 Transport

Die Proben wurden unter Kühlung bei 4° bis 8°C in einer handelsüblichen Kühlbox gelagert umgehend, in der Regel innerhalb von 12 Stunden in das Labor des Instituts für Tierhygiene, Tierschutz und Nutztierethologie gebracht und aufgearbeitet. Konnten die Proben nicht umgehend angereichert und bearbeitet werden, erfolgte eine kurzzeitige Lagerung bei 7°C in einem dafür vorgesehenen Probenkühlschrank. Die Bearbeitung des Probenmaterials wurde dann am folgenden Tag durchgeführt.

3.3 Mikrobiologische Untersuchung des Probenmaterials

Die Untersuchung der Kloaken- und Eierbandtupfer, der Kotsammel- und Staubproben sowie der Milben und Sockentupferproben auf Salmonellen erfolgte nach anerkannten standardisierten Verfahren.

3.3.1 Isolierung der Salmonellen

Die Isolierung der Salmonellen erfolgte nach der Vorschrift ISO 6579:2002. Die Proben wurden zunächst in Peptonwasser (OXOID CM 509) für 24 Stunden bei 37°C angereichert. Die sich anschließende Bearbeitung beinhaltete das Ausplattieren auf Selektivnährmedien, dem MSR/V Nährmedium (OXOID CM 910), dem XLD Agar (OXOID CM 469) und dem BPLS Agar (OXOID CM 329), die Differenzierung, die Subkultivierung zur Reinkultur und den biochemischen Nachweis. Im Anschluss der bunten Reihe, bestehend aus TSI (OXOID CM 227B), Lysin (OXOID CM 381) und Harnstoff (OXOID CM 53), wurden Salmonellen verdächtige Kolonien zum Referenzlabor nach Berlin geschickt, um eine Bestimmung der Serovare vorzunehmen zu lassen. **Abbildung 7** zeigt das Schema, nach dem mit ISO 6579:2002 Salmonellen nachgewiesen werden sollen.

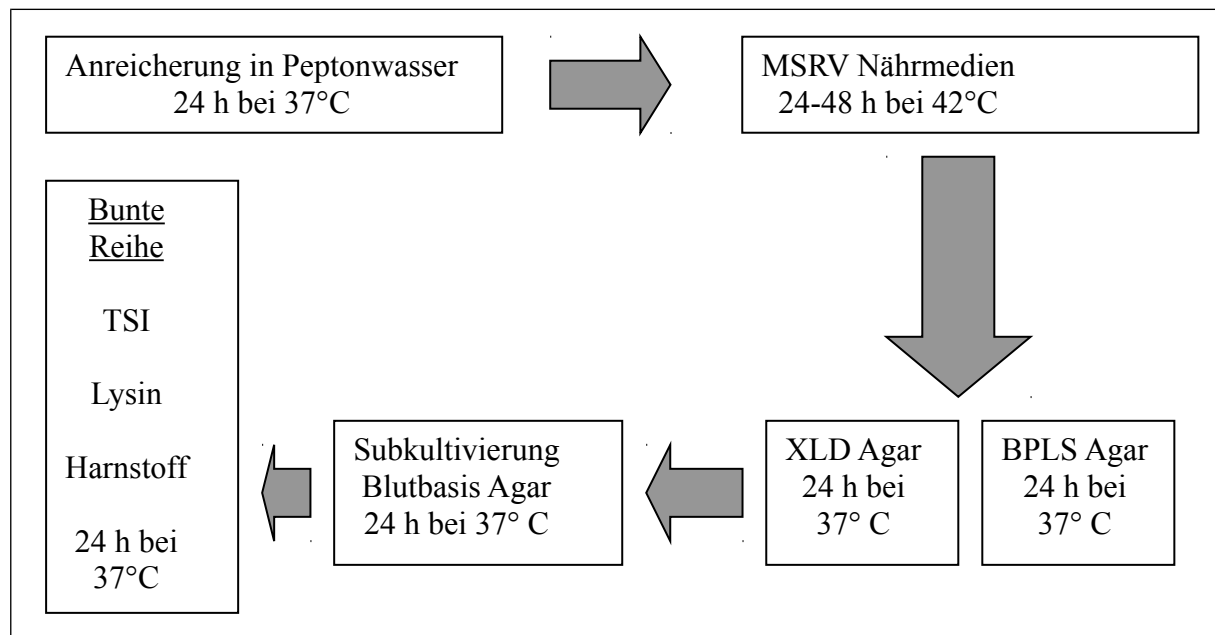


Abb. 7 : Schema des Salmonellennachweises nach ISO 6579:2002

3.4 Statistische Auswertung

Zwischen den verschiedenen Haltungsverfahren wurde ein Vergleich der Chancenverhältnisse („odds ratio“) einen *Salmonella* positiven Befund aufzuweisen anhand des Statistikprogramms R, Version 2.6.2, 2008 (The R Foundation for statistical computing) vorgenommen.

Zur Beurteilung der Effizienz verschiedener Probenahmeverfahren zum Nachweis von *Salmonella* spp. und dem spezifischen Nachweis von *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* auf Herdenebene, wurde die FREQ Prozedur der Statistiksoftware SAS 9.1.3 (SAS institute Inc. Carry, NC, USA) angewendet.

Zur Bewertung der verschiedenen Probenahmeverfahren wurde ein paarweiser Methodenvergleich nach McNemar verwendet und der Kappa-index berechnet.

Um die Effizienz der Verfahren hinsichtlich des Salmonellennachweises zu vergleichen, muss dabei berücksichtigt werden, dass die einzelnen Verfahren z. T methodisch bedingt, unterschiedlich häufig in den Herden eingesetzt wurden. Um dies statistisch zu berücksichtigen, wurde der paarweise Methodenvergleich nach McNemar verwendet.

Kappa ist ein Maß für die Übereinstimmungen zweier Beobachtungen. Werte kleiner als 0,1 bedeuten keine Übereinstimmung, Werte zwischen 0,1 und 0,4 zeigen eine schwache Übereinstimmung, Werte zwischen 0,41 und 0,6 geben eine deutliche Übereinstimmung, Werte zwischen 0,61 und 0,8 entsprechen einer starken Übereinstimmung und Werte zwischen 0,81 und 1 weisen fast eine vollständige Übereinstimmung hin (SACHS 2004).

4 Befunde

4.1 Salmonellenprävalenzen und Vergleich des relativen Risikos positiver Salmonellenbefunde zwischen konventioneller Käfighaltung und alternativen Haltungsformen

In **Abb. 8** wird das Vorkommen von *Salmonella* spp. (**Salmonellenprävalenzen**) in den vier untersuchten **Haltungsformen** **vergleichend** dargestellt. Für die Berechnung der Salmonellenprävalenzen wurden Herden als *Salmonella* positiv eingestuft, wenn mindestens in einer Probe aus der betreffenden Herde Salmonellen nachgewiesen werden konnten. Insgesamt waren 28 der 92 untersuchten Herden *Salmonella*-positiv. Daraus resultiert eine Gesamtprävalenz von 0,30. Salmonellen wurden in 18 von 27 Käfighaltungen, in vier von 25 Bodenhaltungen, in vier von 23 Freilandhaltungen und in zwei von 17 ökologischen Haltungen gefunden. Besonders hohe Prävalenzen wurden in der Käfighaltung beobachtet. In den vier alternativen Systemen lagen die Prävalenzen um den Faktor 4 bis 5 niedriger.

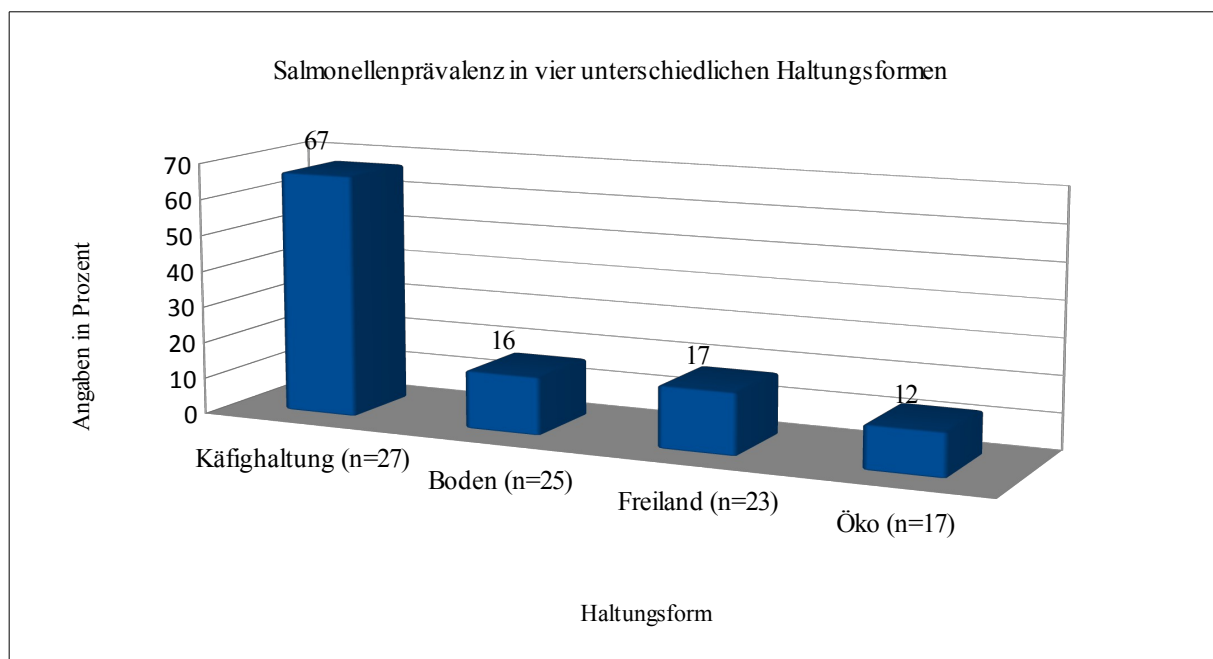


Abb 8 : Salmonellenprävalenz in vier untersuchten Haltungsformen (n = Anzahl untersuchter Herden).

Signifikante Unterschiede zwischen den drei alternativen Haltungsformen bestanden nicht. Um der unterschiedlichen Anzahl der untersuchter Herden in den verschiedenen Haltungsformen Rechnung zu tragen, wurden zur Schätzung des augenscheinlich deutlich höheren Risikos in Käfighaltungen Salmonellen vorzufinden, das „odds ratio“ (Chancen-Verhältnis) berechnet (**Tab. 5**).

Tab 5: Chancen-Verhältnis (odds ratio) positiver Salmonellenbefunde zwischen konventioneller Käfighaltung und alternativen Haltungsformen. OR = odds ratio, VB = 95%-Vertrauensbereich.

verglichene Haltungsformen	OR	VB
Käfig vs. Bodenhaltung	9,73	2,73-43,11
Käfig vs. Freilandhaltung	8,82	2,45-39,29
Käfig vs. ökologische Haltung	13,32	2,89-107,56

Die Berechnungen des „odds ratio“ (OR) zeigen, dass in den untersuchten Herden die Chance auf einen positiven Salmonellenbefund in der Käfighaltung zu treffen etwa neun bis dreizehn Mal höher lag, als in den alternativen Haltungsformen. Die Vertrauensbereiche schließen die Zahl 1 aus und das jeweilige OR ein, somit liegen signifikante Ergebnisse vor. Im Vergleich zur Käfighaltung war das Risiko in der ökologischen Haltung Salmonellen zu finden geringer, als in den zwei anderen alternativen Haltungsformen.

Um zu prüfen, ob möglicherweise ein Zusammenhang zwischen Betriebs- und Herdenmanagement und dem Vorkommen von Salmonellen in Legehennenherden besteht, wurden die Antworten und Daten aus den Fragebögen zu charakteristischen Betriebseigenschaften und zum Hygienemanagement, die meist gemeinsam mit den Betreibern oder dem Betriebsleiter zusammengetragen wurden, herangezogen. **Tabelle 6** zeigt

die Auswertung der Befragung mit durchschnittlichen Angaben über alle Herden zu denen Auskünfte von Betreibern bzw. Betriebsleitern vorlagen. Den Ergebnissen aus allen Herden wurden die Resultate der anteiligen positiv und negativ getesteten Herden gegenübergestellt.

Tab. 6: Durchschnittswerte zu Betriebseigenschaften und Hygienemaßnahmen aller Herden (n) im Vergleich zum Anteil *Salmonella* positiver (m) und *Salmonella* negativer Herden (o). n steht dabei für die Anzahl der zur Verfügung stehenden Fragebögen und jeweils ausgefüllte Spalte, m und o für die darauf entfallenden positiven und negativen Herden

Betriebseigenschaften und Hygienemaßnahmen	Alle Herden (n)	Salmonella positive Herden (m)	Salmonella negative Herden (o)
Hennen in untersuchter Herde	8411 (88)	15205 (28)	5241 (60)
Hennen auf dem Betrieb	31280 (88)	48399 (28)	23291 (60)
Betriebe mit versch. Altersgruppen	51 % (86)	61 % (28)	47 % (57)
Alter des Stallgebäudes in Jahren	28 (75)	36 (25)	23 (50)
Andere Geflügelproduktionen auf den Betrieb	15 % (87)	11 % (28)	17 % (59)
Andere Tierproduktion auf dem Betrieb	39 % (87)	21 % (28)	48 % (59)
Haustiere auf dem Betrieb	52 % (88)	50 % (28)	53 % (60)
Hygieneschleuse vorhanden	28 % (87)	33 % (27)	23 % (60)
Schuhwechsel	68 % (80)	67 % (27)	68 % (53)
Kleiderwechsel	30 % (80)	41 % (27)	25 % (53)
Trockenreinigung des Stalles	67 % (81)	60 % (25)	70 % (56)
Nassreinigung des Stalles	92 % (87)	96 % (28)	90 % (59)
Desinfektion des Stalles	94 % (84)	89 % (27)	97 % (57)
Arzneimittelgabe	50 % (58)	48 % (23)	51 % (35)
Nagerbekämpfung	83 % (76)	96 % (27)	77 % (49)

In der Regel konnten Angaben von 80 und mehr der untersuchten Herden einbezogen werden. Lediglich zum Alter des Stallgebäudes und zum Einsatz von Arzneimitteln lagen weniger Daten (75 % und 58 %) vor. Auffällig erscheint in den ersten beiden Zeilen von **Tabelle 6**, dass *Salmonella* positive Herden im Vergleich zu den negativ getesteten Herden im Mittel deutlich größer waren und von Betrieben stammten, in denen meist mehr als doppelt so viele Hennen aufgestellt waren. *Salmonella* positive Herden wurden häufiger in Betrieben mit verschiedenen Altersgruppen vorgefunden und in Gebäuden gehalten, die im Durchschnitt 13 Jahre älter waren, als die Gebäude der negativ beprobten Herden. Das Vorhandensein von anderen Nutztieren oder Haustieren auf dem Betrieb kam bei negativen Herden häufiger vor und scheint somit zumindest hier keine bedeutende Rolle für einen Eintrag von Salmonellen in die positiven Herden gespielt zu haben. Hinsichtlich der Häufigkeit von angewendeten Hygienemaßnahmen ist das Bild zwischen positiven und negativen Herden uneinheitlich. Positive Herden besaßen sogar häufiger eine Hygieneschleuse, es wurde öfter ein Kleiderwechsel vom Betriebspersonal vorm Betreten des Stalles verlangt und die Nassreinigung wurde im Verhältnis zu den negativen Betrieben etwas häufiger eingesetzt. Beim Schuhwechsel vorm Betreten des Stalles und bei der durchschnittlichen Häufigkeit der Arzneimittelgabe können praktisch keine Unterschiede festgestellt werden. Trockenreinigung und Desinfektion des Stallgebäudes scheinen vermehrt in negativen Herden durchgeführt worden zu sein.

4.2 Positive Proben, gefundenen Serovare und Phagentypen in den untersuchten Herden

In den 92 untersuchten Herden wurden je 40 Kloakentupfer, fünf Kot-Sammelproben und eine 1 Staub-Sammelprobe genommen. Drei Sockentupferpaare wurden in 90 Herden eingesetzt, in 70 Herden konnten Eibandtupfer gewonnen werden und 59-mal wurde die rote Vogelmilbe im Stall vorgefunden und beprobt. Des Weiteren wurden aus je fünf Herden Schädner- und Katzenkotproben für die Salmonellenuntersuchung eingesammelt. Aus insgesamt 28 Herden konnten eine oder mehrere *Salmonella* positive Proben gewonnen werden. Während in den Kloakentupfern, im Kot, im Staub, in den Sockentupfern und in den Eibandtupfern mehrfach

Salmonellen nachgewiesen wurden, bleiben die Untersuchungen der roten Vogelmilch negativ. Einmal konnten Salmonellen im Schädnerkot gefunden werden.

Die **Tabellen 7, 8, 9 und 10** geben eine Übersicht mit welchen Probenahmeverfahren und wie häufig Salmonellen in einzelnen Proben in den untersuchten Herden nachgewiesen wurden und um welche Sero- und Phagentypen es sich dabei handelte.

Tab. 7: Salmonella positive Proben und darin gefundene Serovare und Phagentypen von S. Enteritidis in Käfighaltungen

Betriebs- u. Herdennummer	Datum der Probenahme	Probenahmeverfahren mit positivem Nachweis	Anzahl positiver Einzelproben	Serovar	Phagentyp
K 2 (H 2)	15.05.2007	Kot-Sammelprobe	5/5	S. E.	3xRDNC, 2xPT 21c
		Staub-Sammelprobe	1/1	S. subsp. I	
K 4 (H 9)	28.06.2007	Sockentupfer	1/3	S. E.	Nt
K 5 (H 10)	02.07.2007	Kot-Sammelprobe	3/5	S. E.	PT4
		Sockentupfer	2/3	S. E.	1xPT4, 1nt
		Nagerkot	1/1	S. E.	PT4
K 6 (H 12)	05.07.2007	Sockentupfer	1/3	S. Infantis	
K 7 (H 13)	11.07.2007	Eibandtupfer	6/10	S. Tennessee	
K 12 (H 40)	29.11.2007	Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT8
		Sockentupfer	2/3	S. E., S. Ouakam	PT8
K 14 (H 47)	18.02.2008	Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT4
		Kot-Sammelprobe	1/5	S. E.	PT4
		Sockentupfer	3/3	S. E.	PT4
K 15 (H 52)	03.03.2008	Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT4
K 15 (H 59)	17.03.2008	Kot-Sammelprobe	1/5	S. E.	PT4
		Sockentupfer	1/3	S. München	
K 16 (H 60)	19.03.2008	Kloakentupfer	1/40	S. E.	PT8
		Staub-Sammelprobe	1/1	S. subsp. I	
		Kot-Sammelprobe	2/5	S. E.	PT8
		Eibandtupfer	2/10	S. E.	PT8
		Sockentupfer	1/3	S. München	
K 17 (H 62)	27.03.2008	Kot-Sammelprobe	1/5	S. E.	PT4
K 15 (H 64)	17.03.2008	Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT8
		Sockentupfer	2/3	S. E.	PT8, PT4
K 15 (H 65)	17.03.2008	Kot-Sammelprobe	1/5	S. E.	PT4
		Sockentupfer	1/3	S. Thompson	
K 18 (H 68)	16.04.2008	Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT8
		Kot-Sammelprobe	1/5	S. E.	PT8
K 1 (H 71)	17.04.2008	Sockentupfer	1/3	S. E.	PT8
K 5 ((H 80)	12.06.2008	Kloakentupfer	1/40	S. E.	PT4

Betriebs- u. Herdennummer	Datum der Probenahme	Probenahmeverfahren mit positivem Nachweis	Anzahl positiver Einzelproben	Serovar	Phagentyp
K 5 (H 80)		Kot-Sammelprobe	2/5	S. E.	PT4
		Sockentupfer	3/3	2xS. E., 1x S. subsp. I	PT4
K 5 (H 81)	12.06.2008	Staub-Sammelprobe	1/5	S. E.	PT4
		Sockentupfer	1/3	S. E.	PT4
K 5 (H 92)	02.07.2008	Kot-Sammelprobe	2/5	S. E.	PT4
		Sockentupfer	1/3	S. E.	PT4

Erläuterung: K 1, 4, 5

(H 2, 9, 10, 12, ..)

S. E

RDNC

PT 21c

PT4

PT8

nt

Käfighaltungsbetrieb Nummer 1

Herden Nummer 2, 9, 10, ..

S. Enteritidis

bisher nicht klassifizierte Phagentypen

Phagentyp 21c

Phagentyp 4

Phagentyp 8

nicht typisierbar

In den Käfighaltungen wurden in 10 Herden ein bis fünf mal im Kot der Legehennen Salmonellen nachgewiesen. In 13 Herden gelang der Nachweis in Sockentupfern, in acht Herden im Staub und in zwei Herden wurden die Eibänder positiv getestet. In einer Herde (Nr. 10 im Käfighaltungsbetrieb 5) konnte *Salmonella* enthaltender Nagerkot gesammelt werden. Interessant scheint bei diesem Einzelbefund, dass der gleiche Phagentyp in der Tupfer- und Hühnerkotprobe nachgewiesen wurde. In diesem Stall wurde keine Nagerbekämpfung durchgeführt.

In 16 Herden wurde *S. Enteritidis* mit einem oder auch mit verschiedenen Probenahmeverfahren gefunden. Bis auf zwei Ausnahmen wurden dabei innerhalb der Herden immer die gleichen Phagentypen detektiert, nämlich PT4 oder PT8. Das zeitgleiche Auftreten der identischen Phagentypen in Tier- und Umgebungsproben deutet an, dass *S. Enteritidis* vermutlich über die Ausscheidungen der Tiere im Stallraum verbreitet wurde.

Sechs weitere Serovare wurden in verschiedenen Herden in Tupfer- und Staubproben aus der Tierumgebung gefunden, jedoch nicht im Kot.

Auch in der Bodenhaltung war *S. Enteritidis* das am häufigsten detektierte Serovar (vgl. **Tabelle 8**). Innerhalb der vier positiv getesteten Herden wurde immer nur ein Phagentyp gefunden, der in zwei Herden gleichzeitig in Kloakentupfern, Hühnerkot und Proben der Tierumgebung auftrat. Die Untersuchungen zeigten auch in diesem Haltungssystem, dass *Salmonella* Enteritidis nicht nur Hühner infizieren oder kolonisieren kann, sondern auch auf verschiedenen kontaminierten Oberflächen im Stall wieder gefunden werden kann. Das Serovar *S. subsp. I* in Herde 61 im Bodenhaltungsbetrieb 15 kann ebenfalls im Darm von Hühner vorkommen und gelangte möglicherweise über ausgeschiedenen Kot in den Stallstaub.

Tab. 8: *Salmonella* positive Proben und darin gefundene Serovare und Phagentypen von *S. Enteritidis* in Bodenhaltungen

Betriebs- u. Herdenummer	Datum der Probenahme	Probenahmeverfahren mit positivem Nachweis	Anzahl positiver Einzelproben	Serovar	Phagentyp
BH 5 (H 26)	14.09.2007	Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT4
		Sockentupfer	3/3	S. E.	PT4
BH 10 (H 48)	18.02.2008	Kloakentupfer	4/40	S. E.	PT4
		Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT4
		Kot-Sammelprobe	3/5	S. E.	PT4
		Eibandtupfer	1/10	S. E.	PT4
		Sockentupfer	3/3	S. E.	PT4
BH 13 (H 54)	05.03.2008	Kloakentupfer	1/40	S. E.	PT8
		Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT8
		Kot-Sammelprobe	3/5	S. E.	PT8
		Sockentupfer	3/3	S. E.	PT8
BH 15 (H 61)	19.03.2008	Staub-Sammelprobe	1/1	S. subsp. I	
		Kot-Sammelprobe	3/5	2xS.E., 1xS. subsp. I	PT8

In drei der vier *Salmonella* positiven Freilandhaltungen wurden ausschließlich *S. Enteritidis* vom Phagentyp 4 gefunden (vgl. **Tabelle 9**). In diesen Herden wurde das Serovar jedesmal im Kot nachgewiesen und einmal trat es in Kloakentupfern und Stallumgebungsproben auf (Herde 28). In Herde Nr. 5 konnte *Salmonella* Livingston lediglich in der Staub-Sammelprobe festgestellt werden. Möglicherweise gelangte *S. Livingston* aus anderen Quellen in den Stallstaub, zumal unklar ist, ob dieses Serovar Hühner infiziert und von diesen ausgeschieden wird.

Tab. 9: *Salmonella* positive Proben und darin gefundene Serovare und Phagentypen von *S. Enteritidis* in Freilandhaltungen

Betriebs- u. Herdennummer	Datum der Probenahme	Probenahmeverfahren mit positivem Nachweis	Anzahl positiver Einzelproben	Serovar	Phagentyp
FH 2 (H 5)	12.06.2007	Staub-Sammelprobe	1/1	S. Livingston	
FH 8 (H 27)	27.09.2007	Kot-Sammelprobe	1/5	S. E.	PT4
FH 9 (H 28)	27.09.2007	Kloakentupfer	11/40	S. E.	PT4
		Staub-Sammelprobe	1/1	S. E.	PT4
		Kot-Sammelprobe	5/5	S. E.	PT4
		Sockentupfer	3/3	S. E.	PT4
FH 14 (H 51)	25.02.2008	Kot-Sammelprobe	1/5	S. E.	PT4

Aus **Tabelle 10** geht hervor, dass auch in einer ökologischen Haltung das Serovar *S. Enteritidis* in einer Kotprobe gefunden wurde. Aus der zweiten positiv getesteten Herde wurde außerdem zum ersten mal *S. Typhimurium* bestimmt. Dieses Serovar, das auch ein Besiedler des Hühnerdarms sein kann, wurde hier mittels zweier Sockentupferproben isoliert.

Tab. 10: *Salmonella* positive Proben und darin gefundene Serovare und Phagentypen von *S. Enteritidis* in ökologische Haltungen

Betriebs- u. Herdennr.	Datum der Probenahme	Probenahmeverfahren mit positivem Nachweis	Anzahl positiver Einzelproben	Serovar	Phagentyp
Ö 5 (H 29)	04.10.2007	Kot-Sammelprobe	1 1/5	S. E.	PT4
Ö 8 (H 33)	17.10.2007	Sockentupfer	2 2/3	S. Typhimurium	

Werden nun die Ergebnisse der Sero- und Phagentypisierung aller Isolate aus den vier Haltungformen zusammengefasst, ergeben sich die in **Tabelle 11** aufgeführten Anteile an der Gesamtzahl der Isolate.

Tab. 11: Anteil der Serovare und Phagentypen von *S. Enteritidis* bezogen auf die Gesamtzahl der Isolate aus den untersuchten Herden.

Anzahl Isolate	Serovar	Phagentyp	Anteil an Gesamtzahl der Isolate in %
93	<i>Salmonella</i> Enteritidis	64 x PT4	57.1
		22 x PT8	19.6
		3 x RDNC	2.7
		2 x PT21c	1.8
		2 x nt	1.8
6	<i>Salmonella</i> Tennessee	-	5.4
5	<i>Salmonella</i> spp.	-	4.5
2	<i>Salmonella</i> Typhimurium	-	1.8
2	<i>Salmonella</i> München	-	1.8
1	<i>Salmonella</i> Infantis	-	0.9
1	<i>Salmonella</i> Livingstone	-	0.9
1	<i>Salmonella</i> Thompson	-	0.9
1	<i>Salmonella</i> Ouakam	-	0.9

Insgesamt wurden 112 Salmonellenisolate aus den Tier- und Tierumgebungsproben differenziert. Das Serovar *S. Enteritidis* ist mit insgesamt 83 % mit großem Abstand am häufigsten vertreten. Der dominierende Phagentyp dieses Serovars ist mit mehr als 50 % Anteil der Typ 4. Es folgt Phagentyp 8 mit ca. 20 %, gefolgt von Phagentyp RDNC mit knapp 3 % und PT21c mit weniger als 2 % Anteil. Zwei *S. Enteritidis* Isolate waren nicht typisierbar. Andere Serovare spielten in den verschiedenen Haltungformen offensichtlich nur eine untergeordnete Rolle. Fünf *Salmonella* spp. Isolate davon konnten serologisch nicht weiter bestimmt werden.

4.3 Statistische Unterschiede von Nachweishäufigkeiten der in den verschiedenen Haltungsformen eingesetzten Probenahmeverfahren

Aus den **Tabellen 7, 8, 9** und **10** geht hervor, dass Salmonellen in unterschiedlicher Häufigkeit mit den verschiedenen in den Herden eingesetzten Probenahmeverfahren nachgewiesen wurden. Soll die Effizienz der Verfahren hinsichtlich des Salmonellennachweises verglichen werden, muss dabei berücksichtigt werden, dass die einzelnen Verfahren methodisch bedingt z.T. unterschiedlich häufig in den Herden eingesetzt wurden. Um dies statistisch zu berücksichtigen, wurde der paarweise Methodenvergleich nach McNemar angewendet. Zum Vergleich der Nachweishäufigkeiten wurden zum einen alle mit den verschiedenen Probenahmeverfahren ermittelten positiven Salmonellabefunde berücksichtigt (einschl. der nicht typisierbaren) und zum anderen nur *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* positive Befunde, da der Nachweis dieser Serovare im Zusammenhang mit der Hühnersalmonellenverordnung von besonderer Bedeutung ist. Weil national und international nach VO EG Nr. 1168/2006 zwei Sockentupferpaare für die Herdenbeprobung vorgesehen sind, wurden beim Methodenvergleich nur die Ergebnisse der ersten beiden in den Herden genommenen Sockentupferpaare einbezogen. Ob und inwieweit die Effizienz des Salmonellennachweises durch die Beprobung mit einem dritten Sockentupferpaar gesteigert werden kann, wird später in **Tabelle 14** dargestellt.

Die folgende **Tabelle 12** zeigt zunächst den paarweise Methodenvergleich bei dem alle Probenahmeverfahren mit positivem Salmonellenbefund berücksichtigt wurden. Durch den McNemar-Test wurde geprüft, ob signifikante Unterschiede ($p < 0,05$) in der Häufigkeit der positiven Nachweise bestehen. Zusätzlich wurde mittels Kappa Index überprüft, ob Probenahmeverfahren zeitgleich in positiv getesteten Herden angeschlagen haben.

In **Tabelle 12** treten deutliche Übereinstimmungen zwischen Kot und Staubsammelproben, Kot- und Sockentupferproben und Staub- und Sockentupferproben auf. Der Zusammenhang kann dadurch erklärt werden, dass sich salmonellenhaltige Kotpartikel im Staub wiederfinden, der z.B. durch die Bewegung der Tiere oder durch Luftbewegung in die Stallluft freigesetzt wird, sich verteilt und wieder sedimentiert. Auffällig ist zudem die deutliche Übereinstimmung zwischen Kloaken- und Eibandtupfern. Obwohl relativ wenig Herden mit diesen Verfahren positiv getestet wurden, lässt sich das Ergebnis durchaus nachvollziehen. Positive Kloakentupfer bedeuten, dass sehr wahrscheinlich akut Salmonellen ausgeschieden

wurden. Somit können z.B. Salmonellen auf die Außenschale der Eier gelangen, die dann vermutlich die Kotbänder kontaminiert haben. Weiter zeigt die Tabelle z. T. hochsignifikante Unterschiede in der Häufigkeit der positiven Nachweise zwischen den eingesetzten Probenahmeverfahren. Am häufigsten gelang der Salmonellennachweis gegenüber allen anderen Probenahmeverfahren mit der Kotsammelprobe. Die Unterschiede sind im Vergleich zu Eiband- und Kloakentupfern hoch signifikant. Keine signifikanten Unterschiede traten zu Staub- und Sockentupferproben auf. Staub- und Sockentupfer wurden ebenfalls gegenüber Kloaken- und Eibandtupfer signifikant häufiger positiv getestet. Die Signifikanzwerte liegen im Verhältnis zur Kotprobe jedoch niedriger. Die Kotsammelprobe scheint daher das Verfahren der Wahl zu sein, mit dem die größten Nachweishäufigkeiten an *Salmonella* spp. erreicht werden.

In **Tabelle 13** wurden bezüglich des Nachweises mit den verschiedenen Probenahmeverfahren nur *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* positive Proben berücksichtigt. Ähnlich wie in **Tabelle 12**, zeigt sich auch hier, dass die Kotsammelprobe das effizienteste Verfahren zu sein scheint, jedoch mit dem auffälligen Unterschied, dass diese Art der Probenahme auch gegenüber der Staubprobe signifikant häufiger zu einem positiven Befund führte. Die um etwa 0,14 geringere Kappa-Übereinstimmung zwischen den beiden Probenahmeverfahren, kann darauf zurückgeführt werden, dass in den Staubproben z.T. andere Serovare gefunden wurden und die Nachweishäufigkeit speziell von *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* im Verhältnis zu den Kotproben nun geringer ausfällt. Die geringere Anzahl positiver Sammelstaubproben ist auch der Grund dafür, dass die Staubproben im Vergleich zu den Kloakentupfern nicht mehr signifikant häufiger positiv getestet wurden. Zum Nachweis der spezifischen Serovare *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* scheint daher das Staubsammelverfahren nur eingeschränkt geeignet. Die Sockentupfer dagegen zeigten im Vergleich zu den Kotsammelproben keinen signifikanten Unterschied. Allerdings deuten die im Vergleich zur **Tabelle 12** geringeren P- und Kappa-Werte an, dass auch in den Sockentupferproben teilweise andere Serovare als *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* auftraten.

Unabhängig davon, ob alle Serovare oder nur *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* für den Salmonellennachweis berücksichtigt wurden, kann die generelle Aussage getroffen werden, dass sich Kloakentupfer, vermutlich wegen der geringen Intraherdenprävalenzen, und

Eibandtupfer, zumal diese nicht in allen Herden genommen werden können, weniger zur Ermittlung von Salmonella-Herdenprävalenzen eignen.

Tab. 12: Paarweiser Methodenvergleich nach McNemar und Berechnung des Kappa-Index unter Berücksichtigung aller *Salmonella* spp. positiver Proben.

Anzahl beprobter Herden	Probenahmeverfahren 1	Anzahl pos. Herden mit Verfahren 1	Prozent pos. Bestände mit 1	Probenahmeverfahren 2	Anzahl pos. Herden mit Verfahren 2	Prozent pos. Herden mit 2	Kappa	95% untere Grenze VB	95% oberere Grenze VB	P
64	Kot-Sammelprobe	16	25.00	Eibandtupfer	3	4.69	0.1429	-0.0784	0.3641	0.0008
92	Kot-Sammelprobe	18	19.57	Staub-Sammelprobe	14	15.22	0.4721	0.2375	0.7068	0.2850
92	Kot-Sammelprobe	18	19.57	Kloakentupfer	5	5.43	0.3822	0.1375	0.6269	0.0003
90	Kot-Sammelprobe	17	18.89	Sockentupfer	15	16.67	0.4684	0.2313	0.7054	0.5930
64	Eibandtupfer	3	4.69	Sockentupfer	12	18.75	0.2072	-0.0747	0.4891	0.0067
64	Staub-Sammelprobe	11	17.19	Eibandtupfer	3	4.69	0.2289	-0.0716	0.5294	0.0114
90	Staub-Sammelprobe	13	14.44	Sockentupfer	15	16.67	0.4930	0.2458	0.7401	0.5637
90	Kloakentupfer	5	5.56	Sockentupfer	15	16.67	0.3455	0.0755	0.6154	0.0039
92	Kloakentupfer	5	5.43	Staub-Sammelprobe	14	15.22	0.3706	0.0909	0.6504	0.0067
64	Kloakentupfer	5	7.81	Eibandtupfer	3	4.69	0.4689	0.0304	0.9073	0.3173

Erläuterung:
zu Tab. 12, 13,14

Spalte 1
Spalte 2 und 5
Spalte 3 und 6
Spalte 4 und 7
Spalte 8
Spalte 9 und 10
Spalte 11

Anzahl beprobter Herden
zu vergleichende Probennahmeverfahren
Anzahl positiv getesteter Herden
relative Häufigkeit in %
Kappa-index
untere und obere Grenze des Vertrauensbereich.
Signifikanzwert $p < 0,05$

Tab. 13: Paarweiser Methodenvergleich nach McNemar und Berechnung des Kappa-Index unter Berücksichtigung *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* positiver Proben.

Anzahl beprobter Herden	Probenahmeverfahren 1	Anzahl pos. Herden mit Verfahren 1	Prozent pos. Bestände mit 1	Probenahmeverfahren 2	Anzahl pos. Herden mit Verfahren 2	Prozent pos. Herden mit 2	Kappa	95% untere Grenze VB	95% oberere Grenze VB	P
64	Kot-Sammelprobe	16	25.00	Eibandtupfer	2	3.13	0.1765	-0.0398	0.3928	0.0002
92	Kot-Sammelprobe	18	19.57	Staub-Sammelprobe	10	10.87	0.3357	0.0884	0.5830	0.0455
92	Kot-Sammelprobe	18	19.57	Kloakentupfer	5	5.43	0.3822	0.1375	0.6269	0.0003
90	Kot-Sammelprobe	17	18.89	Sockentupfer	12	13.33	0.3869	0.1375	0.6363	0.1967
64	Staub-Sammelprobe	9	14.06	Eibandtupfer	2	3.13	0.1377	-0.1576	0.4331	0.0196
64	Eibandtupfer	2	3.13	Sockentupfer	9	14.06	0.1377	-0.1576	0.4331	0.0196
90	Staub-Sammelprobe	10	11.11	Sockentupfer	12	13.33	0.4828	0.2083	0.7572	0.5271
90	Kloakentupfer	5	5.56	Sockentupfer	12	13.33	0.2979	0.0012	0.5946	0.0348
92	Kloakentupfer	5	5.43	Staub-Sammelprobe	10	10.87	0.3531	0.0302	0.6761	0.0956
64	Kloakentupfer	5	7.81	Eibandtupfer	2	3.13	0.5514	0.1085	0.9943	0.0833

Tab. 14: Paarweiser Methodenvergleich nach McNemar und Berechnung des Kappa-Index unter Berücksichtigung aller *Salmonella* spp. positiver Proben, die mit einem zwei oder drei Sockentupferpaaren gewonnen wurden.

Anzahl beprobter Herden	Probenahmeverfahren 1	Anzahl pos. Herden mit Verfahren 1	Prozent pos. Bestände mit 1	Probenahmeverfahren 2	Anzahl pos. Herden mit Verfahren 2	Prozent pos. Herden mit 2	Kappa	95% untere Grenze VB	95% oberere Grenze VB	P
90	2 Paar Sockentupfer	15	16.67	3 Paar Sockentupfer	18	20.00	0.8889	0.7660	1.0000	0.0833
90	1 Paar Sockentupfer	8	8.89	3 Paar Sockentupfer	18	20.00	0.5614	0.3311	0.7917	0.0016
90	1 Paar Sockentupfer	8	8.89	2 Paar Sockentupfer	15	16.67	0.6557	0.4258	0.8857	0.0082

Tab. 15: Paarweiser Methodenvergleich nach McNemar und Berechnung des Kappa-Index unter Berücksichtigung *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* positiver Proben, die mit einem zwei oder drei Sockentupferpaaren gewonnen wurden.

Anzahl beprobter Herden	Probenahmeverfahren 1	Anzahl pos. Herden mit Verfahren 1	Prozent pos. Bestände mit 1	Probenahmeverfahren 2	Anzahl pos. Herden mit Verfahren 2	Prozent pos. Herden mit 2	Kappa	95% untere Grenze VB	95% oberere Grenze VB	P
90	2 Paar Sockentupfer	12	13.33	3 Paar Sockentupfer	14	15.56	0.9102	0.7876	1.0000	0.1573
90	1 Paar Sockentupfer	8	8.89	3 Paar Sockentupfer	14	15.56	0.6925	0.4663	0.9187	0.0143
90	1 Paar Sockentupfer	8	8.89	2 Paar Sockentupfer	12	13.33	0.7761	0.5671	0.9851	0.0455

Im Rahmen der Untersuchungen wurde zudem der Frage nachgegangen, ob möglicherweise durch den Einsatz eines dritten Sockentupferpaares die Effizienz dieses Verfahrens hinsichtlich des Salmonellennachweises aller Serovare angehoben werden kann. **Tabelle 14** gibt die Ergebnisse des McNemar Tests und der Berechnungen des Kappa-Indexes für den Vergleich des Einsatzes von einem, zwei oder drei Sockenpaaren innerhalb der Herden wieder. Beim Einsatz von drei Sockentupferpaaren wurden mit insgesamt 18 positiven Proben am häufigsten Salmonellen gefunden. Mit zwei Tupferpaaren waren noch 15 positive Herden ermittelt worden während mit einem Tupferpaar nur 8 positive Herden ausfindig gemacht werden konnten. Eine Proportionalität lässt sich nicht erkennen. Allerdings wurden mit zwei und drei Sockentupferpaaren signifikant häufiger Salmonellen gefunden als mit einem Paar. Kein signifikanter Unterschied und eine fast vollständige Übereinstimmung der Beobachtungen nach Kappa-Index wurden beim Vergleich von zwei und drei eingesetzten Sockentupferpaaren festgestellt.

Wird die gleiche Teststatistik auf den ausschließlichen Nachweis von *S. Enteritidis* und *S. Typhimurium* mittels Sockentupferproben angewandt, ergibt sich ein ähnliches Bild in **Tabelle 15**, wenn auch mit geringeren Signifikanzen. Der Nachweis dieser beiden relevanten Serovare gelingt mit zwei oder drei Sockentupferpaaren signifikant häufiger als mit einem Sockentupferpaar. Durch die zusätzliche Anwendung des dritten Sockentupferpaares konnte die Nachweishäufigkeit zwar insgesamt erhöht werden, war jedoch nicht signifikant verschieden von dem Ergebnis, dass mit zwei Sockentupferpaaren erzielt worden ist.

5 Diskussion

Ziel der vorliegenden Arbeit war die Erhebung der Salmonellenprävalenz in unterschiedlichen Legehennenhaltungssystemen. Zusätzlich wurde der mögliche Einfluss von Faktoren wie die Betriebs- und Herdengröße, weitere Nutztierarten im Betrieb, das Haustier als Vektor, das Altersmanagement der Hennen, das Alter des Stallgebäudes, das Hygienemanagement, die Schädlingsbekämpfung und den Einsatz von Antibiotika auf das Auftreten von Salmonellen untersucht. Dazu wurde die Auswertung der Fragebögen herangezogen.

5.1 Mikrobiologische Untersuchungen

5.1.1 Bewertung der Methode

Mikrobiologische Untersuchungen ermöglichen zwar eine Aussage über den Salmonellenstatus in Legehennenhaltungsbetrieben, eine sichere Unterscheidung zwischen tatsächlich salmonellenfreien und kontaminierten Betrieben kann jedoch nicht immer sicher getroffen werden. Während positive Nachweise eine vorliegende Kontamination bzw. Infektion anzeigen, bedeutet ein negativer Befund nicht automatisch Salmonellenfreiheit. Gründe hierfür sind die teilweise geringe Erregerausscheidung von Salmonellen, der entnommenen Proben (FUNK et al. 2000), die Probenahmefrequenz und die Art der Probenahme (EFSA 2007, KINDE et al. 2005, SNOW et al. 2007, NAMATA et al. 2008) und die intermittierende Ausscheidung (BACHMANN et al. 2012, EMELE 2008).

5.1.2 Ergebnisse der mikrobiologischen Untersuchungen

Insgesamt wurden in 92 Herden durch die Kotsammelprobe 18 Herden als *Salmonella* positiv detektiert, durch die Staubprobe gelang dies in 14 und durch die Sockentupferprobe in 15 Herden. Durch diesen Vergleich der Probenahmeverfahren konnte festgestellt werden, dass der Nachweis von Salmonellen, sowohl in Kot (ca. 20 %), als auch im Sockentupfer (ca. 17 %) und Staub (ca. 15 %) ähnlich gut gelingt. Im konkreten Fall deuten höhere Übereinstimmungen mittels Kappa-indexes an, dass die verglichenen Probenahmeverfahren wie Staub, Kot und Sockentupfer häufiger zeitgleich in den positiv getesteten Herden

angeschlagen haben. Ein Zusammenhang lässt sich dadurch erklären, dass eine Sockentupferprobe auch Staub und Kotanteile und eine Staubprobe auch sedimentierte salmonellenhaltige Kotpartikel enthalten kann.

Der Nachweis über die Beprobung des Eierbandes und mittels Kloakentupfer erwies sich als weniger sensitiv mit jeweils ca. 5 %. Kloakentupfer eignen sich weniger gut für Prävalenzerhebungen aufgrund ihrer geringen Sensitivität (SCHULZ et al. 2010). Hohe Signifikanzen zwischen Kotsammelprobe und den Eiband – und Kloakentupferproben konnten ermittelt werden, beim Vergleich Staub bzw. Sockentupferprobe zu Eiband- und Kloakentupferprobe nicht. Daher scheint die Kotsammelprobe das Verfahren der Wahl zu sein. In den Milbenproben konnten keine Salmonellen nachgewiesen werden. Fünf Schädner- und eine Katzenkotprobe wurden exemplarisch untersucht. Allerdings verhalf dieses Verfahren nur in einer Herde zu einem positiven Salmonellenbefund bei einer Schädnerprobe. Aufgrund zahlreicher Herden, die nur positive Staub- oder nur positive Kotproben aufwiesen, ist eine Kombination beider Probenarten anzuraten. Empfehlenswert ist die zusätzliche Verwendung von 2 Paar Sockentupferproben. Dies scheint eine gute und leicht durchzuführende Ergänzung zu den Standardproben zu sein. Eine 3. Sockentupferprobe erhöht die Anzahl positiver Herden, aber nicht signifikant.

In der Basisstudie waren die Staubproben insgesamt doppelt so häufig positiv wie Kotproben (EFSA 2007). Staubproben scheinen daher eine gute und sichere Nachweismethode zu sein.

In eigenen Untersuchungen waren Kot, Staub, und Sockentupfer ähnlich effektiv wie Kotproben. Die Wahl der Methode sollte sich an den lokalen Bedingungen orientieren. Bei Unsicherheiten können auch zu Beginn einer Untersuchungsperiode zunächst mehrere Methoden vergleichend eingesetzt werden, um die effektivste Methode auswählen zu können.

5.2 Salmonellenprävalenzen in den Betrieben und Herden

Es wurden insgesamt 78 Betriebe und 92 Herden auf Salmonellen untersucht. In 23 Betrieben konnten Salmonellen nachgewiesen werden, woraus sich eine Gesamtprävalenz von 29,47 % ergibt. Von den insgesamt 92 Herden (auf 78 Betrieben) waren 28 in dem Untersuchungszeitraum von 16 Monaten *Salmonella*-positiv. Dies ergibt eine

Herdenprävalenz von 30,43 %. Da sich bei der Untersuchung kaum Unterschiede zwischen den Herden und Betrieben ergeben haben, werden im Nachfolgenden nur die Ergebnisse der Herden dargestellt.

Salmonella Enteritidis war das dominierende Serovar mit 83 %. *Salmonella* Tennessee und *Salmonella* spp. Rauform gehörten neben *Salmonella* Enteritidis zu den am häufigsten isolierten Serovaren (5,4 % und 4,5 %). *Salmonella* Typhimurium und *Salmonella* Muenchen konnten zu 1,8 %, *Salmonella* Livingstone, *Salmonella* Thompson, *Salmonella* Ouakam und *Salmonella* Infantis zu 0,9 % nachgewiesen werden. *S.* Muenchen, *S.* Livingstone, *S.* Thompson, *S.* Oakam und *S.* Infantis konnten in Tuper- und Staubproben nachgewiesen werden, jedoch nicht im Kot. Dies könnte ein Hinweis auf andere Eintragsquellen als die Legehennen selbst sein. Möglich ist jedoch auch, dass die entnommene Kotprobe zufällig keine Salmonellen enthielt.

Ähnliche Prävalenzen erzielte auch die Basisstudie. *Salmonella* spp. wurden dort in 30,7 % der Legehennenhaltungsbetriebe nachgewiesen. Dabei wurden insgesamt 5310 Betriebe untersucht. Die Betriebsprävalenz variierte in den unterschiedlichen Mitgliedstaaten von 0 % (Luxemburg und Schweden) bis 79,5 % (Portugal). 20,4 % der Legehennenbetriebe waren positiv für die Serovare *Salmonella* Enteritidis und *Salmonella* Typhimurium. Die drei am häufigsten isolierten Serovare waren in der Europäischen Union *S.* Enteritidis, *S.* Infantis und *S.* Typhimurium. *S.* Enteritidis ist EU weit mit 60 % das häufigste Serovar in den untersuchten Betrieben (BAIRD- PARKER 1990, GAST et al. 2005, VAR 2005, EFSA 2007).

SNOW et al. 2007 konnten in den U.K. in 11,7 % der Legehennenherden Salmonellen nachweisen. Dabei wurden 454 Betriebe in die Studie involviert. Häufigstes Serovar war auch hier *Salmonella* Enteritidis mit 53,6 %.

In den vom BfR durchgeführten Salmonellenuntersuchungen für Deutschland wurden 563 Betriebe untersucht. 165 Herden zeigten einen positiven Salmonellennachweis. Hiermit ergab sich eine geschätzte Prävalenz für Deutschland von 29,3 %. *Salmonella* Enteritidis wurde in 131 Herden nachgewiesen und war somit der am häufigsten isolierte Serotyp (64,4 %).

METHNER et al. (2006) führte in einzelnen Bundesländern Deutschlands ebenfalls Untersuchungen zur Salmonellenprävalenz in Legehennenbeständen durch. Der Anteil der Legehennenherden, die einen positiven Salmonellenbefund aufwiesen, betrug insgesamt 32,2 %. Auch hier war *Salmonella* Enteritidis häufigster Serotyp mit 78 %. In **Abbildung 9** wird

die Salmonellenprävalenz der genannten Studien verglichen und zeigt einen sehr einheitlichen Trend.

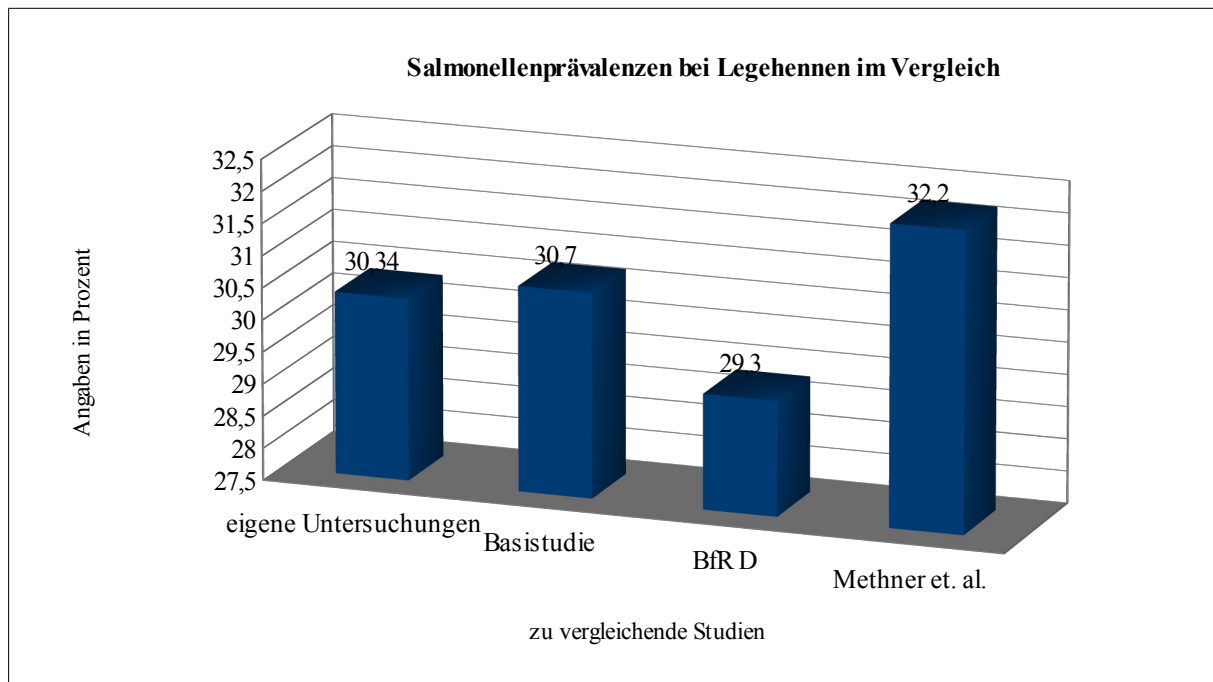


Abb. 9: Salmonellenprävalenzen bei Legehennen im Vergleich

5.2.1 Einflussfaktoren auf die Salmonellenprävalenz

Zur Beurteilung der Einflussfaktoren wurden die Fragebögen herangezogen. Nachteil praxisnaher Arbeiten ist, dass oft nicht alle Einflussfaktoren hinreichend berücksichtigt werden können. Durch die einmalige Beprobung der Legehennenbetriebe und den festgelegten Probenumfang wurden auch hier sicherlich nicht alle Eintragungswege betrachtet. Von den ausgegebenen Fragebögen wurden nur 87,18 % von den Teilnehmern zurücksandt und konnten ausgewertet werden. Zudem konnten die Angaben in den Fragebögen nicht immer in allen Bereichen kontrolliert werden, so dass sich auf die Aussagen der Betriebs- und Farmleiter verlassen werden musste.

5.2.1.1 Faktoren mit einem signifikanten Einfluss auf die Salmonellenprävalenz

5.2.1.1.1 Einfluss des Haltungssystems auf die Salmonellenprävalenz

Im Rahmen der Prävalenzerhebungen wurde der Einfluss des Haltungssystems auf das Salmonellenvorkommen und in diesem Zusammenhang 27 Herden mit konventioneller Käfighaltung, 25 Herden mit Bodenhaltung, 23 Herden mit Freilandhaltung und 17 Herden, die über eine ökologische Haltungsform verfügen, untersucht.

67 % der konventionellen Käfighaltung und im Durchschnitt 15 % der alternativen Haltungssysteme waren mit Salmonellen belastet. In der Bodenhaltung konnten zu 16 %, in der Freilandhaltung zu 17 % und in Betrieben mit ökologischer Haltung zu 12 % Salmonellen nachgewiesen werden. Besonders hohe Prävalenzen wurden in der Käfighaltung ermittelt. In den alternativen Haltungssystemen lagen die Prävalenzen um den Faktor 4 bis 5 niedriger. Auch durch die Berechnungen der Odd ratio (OR) zeigen, dass in den untersuchten Herden die Chance auf einen positiven Salmonellenbefund in der Käfighaltung zu treffen 9 bis 13 höher liegen als in den Alternativsystemen. Zusammenfassend lässt sich sagen, dass das Haltungssystem, im Speziellen die konventionelle Käfighaltung, einen signifikanten Einfluss auf die Salmonellenprävalenz hat.

Ergebnisse ähnlicher Versuche zeigten vergleichbare Tendenzen (METHNER et al. 2006, EFSA 2007, SNOW et al. 2007, SNOW et al. 2010, HUNEAU- SAULAÜN et al. 2009, VAN HOOREBEKE et al. 2010). Die starke Belastung der konventionellen Käfigsysteme widersprechen der bisher vertretenen Sicht der Befürworter dieser Systeme. Nach HILLER und MÜLLER (2000) ist das Risiko für Infektionen, Parasitenbefall und Erkrankungen in den Käfigsystemen besonders gering, da ein hoher hygienischer Standard gegeben ist. Möglicherweise trägt die Bauweise der Käfige mit zahlreichen Winkeln und Ecken, in denen sich Salmonellen vor der Reinigung und Desinfektion verstecken können, zu dem hohen Salmonellenaufkommen bei (SNOW et al. 2007 und DAVIES u. BRESLIN 2003a ,2004).

Befürworter der Alternativsysteme führen als möglichen Grund für eine geringere Salmonellenbelastung in diesen Systemen den verbesserten Immunstatus und die Gesamtkonstitution auf (FÖLSCH et al. 2001, DAMME 2002).

5.2.1.2 Faktoren mit möglichem Einfluss auf die Salmonellenprävalenz

5.2.1.2.1 Einfluss der Betriebs- und Herdengröße auf die Salmonellenprävalenz

Salmonella positive Herden waren im Vergleich zu negativ getesteten Herden im Mittel etwa doppelt so groß (48.399 Hennen gegenüber 23.291 Tieren). Insgesamt galt, je größer der Betrieb, desto häufiger Salmonellen. Allerdings darf dabei nicht unberücksichtigt bleiben, dass die Käfigsysteme vorwiegend in den großen Betrieben standen. Positive Käfigsysteme hielten im Durchschnitt 66.966 Legehennen, positive Alternativsysteme dagegen 7.294 Legehennen. Einen ähnlichen Einfluss nimmt die Herdengröße.

Das BfR (2005) ermittelte vergleichbare Ergebnisse. In 65,6 % der Betriebe mit über 30.000 Legehennenplätzen wurde mindestens in einer Probe Salmonellen nachgewiesen.

SNOW et al. (2007, 2010) berichtete von einer Salmonellenprävalenz von 32,4 % in Herden mit über 30.000 Legehennen. Autoren wie DAVIES und BRESLIN (2003a) führten als Grund Schwierigkeiten bei Reinigungs- und Desinfektionsvorgängen an.

5.2.1.2.2 Einfluss des Baujahres des Stalles

Salmonella positive Herden wurden häufiger in Betrieben gehalten, die im Durchschnitt 13 Jahre älter waren, als Gebäude negativ beprobter Herden. Die Nutzungsdauer der Gebäude betrug bei positiven Herden im Durchschnitt 36 Jahre, bei negativ detektierten Herden 23 Jahre.

METHNER et al. (2006) beschreibt, dass das Alter der Stallgebäude und Anlagen, vor allem auch das der Käfiganlagen einen Einfluss auf das Salmonellenvorkommen hat. Mit zunehmender Nutzungsdauer kann es zu einer Salmonellenanreicherung in der Umwelt kommen. Dabei können unterschiedliche Faktoren wie Schädlinge, Futtermittel, Personal, Stalleinrichtungen, Reinigungs- und Desinfektionsmängel einen Beitrag zum Salmonellenvorkommen leisten. Welchen dieser Faktoren im Einzelfall die größte Bedeutung zukommt, ist meist schwer zu ermitteln.

5.2.1.2.3 Einfluss der Hygienemaßnahmen

Nur 28 % der Betriebe verfügten über eine Hygieneschleuse. Hygieneschleusen sollen verhindern, dass Keime von außen in das Stallgebäude eingetragen werden. Wird in Betrieben

bzw. Herden auf eine Hygieneschleuse verzichtet, können Bakterien wie Salmonellen und anderen Krankheitserregern der Eintrag in die Tiergruppe erleichtert werden. Allerdings hängt die Wirksamkeit einer Hygieneschleuse nicht von seiner Existenz, sondern wesentlich von der Funktionstüchtigkeit und der Handhabung ab.

Weitere Punkte von Bedeutung sind Kleiderwechsel, Trocken- und Nassreinigung sowie die Desinfektion.

In vielen Betrieben wird ein Kleiderwechsel durchgeführt. Allerdings wird ein Kleiderwechsel bei positiv getesteten Herden häufiger vollzogen (41 %) als in negativ beprobten Herden (25 %). Kritisch betrachtet werden sollte aber, dass in 59 % der positiven Herden ein Kleiderwechsel fehlt, welches den Salmonelleneintrag begünstigen kann. Ein fehlender Kleiderwechsel stellt einen möglichen Risikofaktor zum Eintrag von Salmonellen dar (NAMATA et al. 2007, MEERBURG et al. 2007).

In der Mehrheit der Herden (67 %) führte das Farmpersonal eine Trockenreinigung durch. In positiven Herden ergaben die Fragebögen dies in 60 % durchzuführen, während negative Herden eine Trockenreinigung in 70 % vollzogen. Eine fehlende Trockenreinigung kann die anschließende Nassreinigung und Desinfektion in ihrer Wirkungsweise reduzieren und folglich das Salmonellenrisiko erhöhen (WALES et al. 2006, VAN HOOREBEKE et al. 2010).

In den untersuchten Herden führte das Farmpersonal zu 92 % eine Nassreinigung durch. Dabei entfielen 96 % auf positive Herden und 90 % auf negative Herden. Der positive Salmonellenbefund in den Herden trotz Nassreinigung kann Folge einer fehlenden vorausgehenden Trockenreinigung (siehe Trockenreinigung) oder einer mangelhaften Nassreinigung sein (WALES et al. 2006).

In 94 % der Herden führte das Farmpersonal eine Desinfektion durch. Dabei entfielen 89 % auf positive Herden und 97 % auf negative Herden. Positive Salmonellenbefunde trotz Desinfektion kann das Resultat einer fehlenden Trockenreinigung, einer fehlenden oder mangelhaften Nassreinigung, eines ungeeigneten Desinfektionsmittels oder eine unzureichende Schädnerbekämpfung sein (DAVIES u. WRAY 1995 b, 1996, DAVIES et al. 1998, DAVIES u. BRESLIN 2003 a, GARBER et al. 2003, WALES et al. 2006).

Aber auch Betriebe mit Trocken- und Nassreinigung und einer sich anschließenden Desinfektion können weiterhin Salmonellen beherbergen, da Salmonellen gut in der Umwelt

persistieren können (VAN DE GIESSEN et al. 1994, DAVIES u. BRESLIN 2003a, GAST et al. 2005).

Die Geflügel- Salmonellen- VO (2009) enthält nach § 7 genaue Angaben zur Reinigung und Desinfektion. Im Falle eines Salmonellen Verdachtes hat der Betreiber des Hühnerzuchtbetriebes, des Hühneraufzuchtbetriebes und des Legehennenhaltungsbetriebes nach Ausstallung der Tiere und Verbringen der Eier nach dem aktuellen Stand der Technik Geräte, Räume, Vorräume und Umgebung zu reinigen und zu desinfizieren. Der Erfolg der Reinigungs- und Desinfektionsvorgänge wird durch Tupfer- und Abklatschproben überprüft. Durch die Kontrolle der Reinigungsvorgänge können Defizite in der Hygiene aufgedeckt und so zu einer Reduktion der Salmonellenprävalenz beigetragen haben.

5.2.1.2.4 Tierproduktion und Haustiere

Aus den Antworten der Fragebögen ging hervor, dass im Mittel bei 15 % der untersuchten Herden eine zusätzliche Geflügelproduktion auf den Betrieben vorhanden war. Dabei betrug dieser Wert bei den 28 positiv getesteten Herden 11 % und bei den 59 negativ getesteten Herden 17 %. Die Betreiber und Farmleiter gaben bei den positiven Herden an, zu 21 % eine andere Tierart auf dem Betrieb zu halten, bei negativen Herden betrug dieser Wert 48 %. Die Hälfte sowohl aller positiven als auch der negativen Herden hatten Kontakt zu Heimtieren.

Diese Befunde zeigen, dass in positive wie negative Herden mit oder ohne Nähe zu Geflügel anderen Nutztierarten sowie Haustieren Salmonellen eingetragen werden können (ROLLE u. MAYR 1993, BAUER u. HÖRMANSDORFER 1995, HARTUNG 2006, ROLLE u. MAYR 2007). Eine detailliertere Aufschlüsselung des Risikos eines Salmonelleneintrags war im Rahmen dieser Untersuchung nicht möglich.

5.2.1.2.5 Schädlingsbekämpfung

Wildtiere wie Ratten, Mäuse und Vögel werden schon lange als potentielle Eintragsquellen für Salmonellen angesehen (HENZLER u. OPITZ 1992, DAVIES u. WRAY 1995a, SELBITZ et al. 1995, BAUER u. HÖRMANSDORFER 1995, WRAY C. u. WRAY A. 2000, GARBER et al. 2003, KINDE et al. 2005, METHNER 2005, WALES et al. 2005, ROLLE u. MAYR 2001 und 2007, MEERBURG u. KIJLSTRA 2007, EMELE 2008, SNOW et al. 2010). Die eigenen Untersuchungen deuten in die gleiche Richtung, wenn auch die wenigen Proben keine fundiertere Aussage zulassen, da nur eine von sechs Proben positiv war. Die Auswertung der

Fragebögen ergab, dass in 83 % der Herden, eine Schadnagerbekämpfung durchgeführt wurde. Nager wurden häufiger in positiven Herden bekämpft (96 %) als in negativen (77 %). Dies könnte aber auch ein Hinweis sein, dass dort vermehrte Probleme mit Schadnagern vorgelegen haben, die möglicherweise an der Einschleppung und Verbreitung von Salmonellen in den betroffenen Ställen beteiligt waren. Über die Qualität der Schadnagerbekämpfung können keine Aussagen getroffen werden. Neben Schadnagern und Vögeln, werden auch Milben als Vektoren für Salmonellen angesehen DAVIES u. BRESLIN (2003b). In den eigenen Untersuchungen war keine der 59 Milbenproben positiv. Milben als Vektoren scheinen in den beprobten Herden als Überträger von Salmonellen keine Rolle gespielt zu haben.

Durch die Geflügel Salmonellen Verordnung wird ferner die Schadnager, Schadinsekten und Parasitenbekämpfung in den Ställen und in der unmittelbaren Umgebung nach § 7 vorgeschrieben.

5.2.1.2.6 Behandlungen: Einsatz von Antibiotika

Die Auswertung der Fragebögen ergab, dass in 50 % der untersuchten Herden Antibiotika zur Behandlung von erkrankten Legehennen eingesetzt worden waren. Als Grund der Behandlung wurde zu 75 % eine *E. coli* Infektion angegeben. Der Einsatz von Arzneimitteln war bei positiven wie negativen Herden nahezu gleich vertreten. BLAHA (1993) beschreibt, dass bestimmte Co- Infektionen, wie die beim Geflügel auftretende *E. coli* Infektion, eine Salmonelleninfektion und Ausscheidung fördern können. So ist die Ausbreitung der Salmonellen von der Infektionsdosis und der Anfälligkeit der Wirte (Disposition) abhängig. Ein abwehrgeschwächtes Individuum, welches sich mit einer *E.coli* Infektion auseinandersetzt, ist einem größeren Risiko einer zusätzlichen Salmonelleninfektion ausgesetzt, als einem guten Abwehrlage.

6 Schlussfolgerungen

Die in 78 Betrieben und 92 Herden durchgeführten Untersuchungen erlauben einen Einblick in Vorkommen und mögliche Ursachen von Salmonellen in unterschiedlichen Legehennenhaltungssystemen in Deutschland.

Die Salmonellenprävalenz lag mit 29,47 % auf Betriebsebene und mit 30,43 % auf Herdenebene hoch. Vergleichbare Werte erzielten auch die EU weite Basisstudie mit 30,7 % (EFSA 2007), das BfR mit 29,3 % und METHNER et al. (2006) mit 32,2 %.

Salmonella Enteritidis war das am häufigsten isolierte Serovar mit 83 %. Diese Beobachtung teilten auch BAIRD-PARKER (1990), GAST et al. (2005), VAR (2005), EFSA (2007), SNOW et al. (2007) und (2010).

Das Spektrum der zu untersuchenden Einflussfaktoren erstreckt sich vom Haltungssystem, der Bestands- und Herdengröße, über weitere Tierhaltung auf dem Betrieb einschließlich Heimtiere, dem Alter des Stallgebäudes, über den Einsatz von Antibiotika bis hin zum Hygienemanagement und der Schadnagerbekämpfung.

Das Haltungssystem, im Speziellen die konventionelle Käfighaltung hat einen signifikanten Einfluss auf die Salmonellenprävalenz (METHNER et al. 2006, NAMATA et al. 2008, HUNEAU- SALAÜN et al. 2009, SNOW et al. 2010, VAN HOOREBROKE et al. 2010). Die Berechnungen der Odd ratio (Chancenverhältnis) zeigen, dass in den untersuchten Herden die Chancen auf einen positiven Salmonellenbefund in der konventionellen Käfighaltung 9 bis 13 Mal höher lagen als in den Alternativsystemen. Das vergleichsweise hohe Salmonellenaufkommen in der konventionellen Käfighaltung hängt offenbar mit der Herden- und Betriebsgröße, dem Alter der Stallgebäude und einer ineffizienten Reinigung und Desinfektion zusammen.

Daher kann die früher häufig postulierte These, das Salmonellenrisiko bei Eiern aus konventioneller Käfighaltung für den Verbraucher geringer als bei Eiern aus Alternativsystemen ist, auf der Grundlage dieser Untersuchungen vorsichtig betrachtet werden.

Größere Herden scheinen das Risiko des Auftretens von Salmonellen auf den Betrieben zu erhöhen (EFSA 2007, HUNEAU- SALAÜN et al. 2009, SNOW et al. 2010, VAN

HOOREBEKE et al. 2010). Offenbar kommt es mit steigender Herdengröße zu einer Erhöhung des Erregerdruckes und einer Immundepression bei den Tieren in den Herden, so dass mit steigender Besatzdichte auch das Infektionsrisiko steigt (FÖLSCH et al. 2001, DEWULF et al. 2009).

Das Salmonellenvorkommen scheint auch und nicht zuletzt von dem steigendem Alter des Stallgebäude begünstigt zu werden.

Mit zunehmender Nutzungsdauer der Stallanlagen kann es zu einer Salmonellenanreicherung in Stall und unmittelbarer Umwelt kommen (METHER et al. 2006). Kommt eine ineffizienten Reinigung und Desinfektion hinzu, wird eine permanente Infektionsquelle für Folgedurchgänge geschaffen (VAN HOOREBEKE et al. 2010). Alte Stallanlagen scheinen nicht nur das Persistieren von Salmonellen zu begünstigen, sondern sind aufgrund ihrer Bauweise (zahlreiche Ecken und Winkel) auch schwieriger zu reinigen (DAVIES u. BRESLIN 2003a, 2004).

In den vorgestellten Untersuchungen fehlt in den Salmonellen- positiven Käfig- und Alternativsystemen zu 72 % eine Hygieneschleuse. Dadurch wird offenbar der Eintrag von Salmonellen (und auch anderen Krankheitserregern) aus der Umwelt oder über Personen oder über Schadnager in die Tierherde begünstigt. Daher ist eine effektive Schadnagerbekämpfung unerlässlich.

Eine fehlende Trockenreinigung in den Betrieben kann die Wirkung von folgenden Reinigungs- und Desinfektionsvorgänge reduzieren und somit das Persistieren von Salmonellen in der Umgebung begünstigen (DAVIES u. BRESLIN 2003, VAN HOOREBEKE et al. 2010).

Ebenso kann eine fehlende oder unzureichende Desinfektion das Persistieren von Salmonellen in dem Betrieb begünstigen und das Risiko für Folgedurchgänge erhöhen (DAVIES u. BRESLIN 2003).

Einige Einflussfaktoren, wie das Impfprogramm und die Futtermittelversorgung wurden nicht ausreichend genug beleuchtet. Betrachtet man die starke aktuelle Verringerung der Salmonellenprävalenz hat die Pflichtimpfung gegen Salmonellen einen Teil zur Reduktion beigetragen.

Der Nachweis der Salmonellen kann in Abhängigkeit von Probenart, Probenumfang und Anzahl der Proben erheblich variieren.

Die Kotsammelprobe stellt die sensitivste Probenart (SCHULZ et al. 2010), gefolgt von Staub- und Sockentupferproben dar. Wird dabei der Kappa Index berücksichtigt, scheinen Kotsammelprobe, Staub- und Sockentupferproben vergleichbar zu sein. Der Zusammenhang lässt sich dadurch erklären, dass salmonellenhaltige Kotpartikel am Stallstaub anhaften und nach Sedimentation z.B. durch die Bewegung der Tiere oder durch Luftbewegung wieder in die Stallluft freigesetzt und verteilt werden.

Mit zwei Sockentupferpaaren wurden signifikant mehr Salmonellen nachgewiesen als mit einem Sockentupferpaar. Der Einsatz von drei anstelle von zwei Sockentupferpaaren erhöhte zwar insgesamt die Nachweishäufigkeit von Salmonellen, erreichte aber keine signifikante Steigerung.

Empfehlenswert für eine Probennahme in Legehennenbetrieben wäre somit eine Kombination von Staub-, Kot- und Sockentupferproben.

Kloakentupfer- und Eibandtupferproben eignen sich aufgrund der geringen Sensitivität und der geringen positiven Salmonellennachweise sowie der erhöhten Arbeitsaufkommens nicht als Routine zum Salmonellennachweis (SCHULZ et al. 2010)

Die Untersuchung der roten Vogelmilbe auf Salmonellen blieb negativ. Milben scheinen als Vektor in eigenen Untersuchungen nur eine untergeordnete Rolle bei der Salmonellenübertragung zu spielen.

Die konventionelle Käfighaltung, die zum Untersuchungszeitpunkt zu den legitimen Haltungsformen zählte, ist aktuell nicht mehr zulässig. Somit ist die Erkenntnis, diese Haltungsform habe einen signifikanten Einfluss auf die Salmonellenprävalenz interessant, ob aber ähnliche Probleme oder Parallelen zur derzeit noch bestehenden Kleingruppenhaltung bestehen, bleiben offen.

Die im Untersuchungszeitraum ermittelte hohe Prävalenz von 30,43 % im Vergleich zur aktuellen Prävalenz von 1,6 % für Deutschland zeigt einen deutlichen Erfolg der Bekämpfungsstrategien durch die erlassenen und durchgeführten Verordnungen.

7 Zusammenfassung

Gabi Lücking (2015)

„Untersuchungen zur Prävalenz von Salmonellen in verschiedenen Legehennenhaltungssystemen“

Wesentliches Ziel der Arbeit war es, einen Überblick über die Prävalenz von Salmonellen in Legehennenhaltungsbetrieben (Käfighaltungen und Alternativsysteme) in Deutschland zu erhalten. Dazu wurden in 78 Betrieben und 92 Herden 4442 und 5273 Einzelproben mikrobiologisch nach der ISO 6579:2002 auf Salmonellen untersucht.

Darüber hinaus wurden Informationen zu den Herden, dem Antibiotikaeinsatz, dem Hygienemanagement und der Schadnagerbekämpfung mit Fragebögen erhoben, um potentielle Einflussfaktoren auf das Salmonellenvorkommen zu ermitteln.

Insgesamt lag die Salmonellenprävalenz der untersuchten Betriebe bei 29,49 %, die der Herden bei 30,43 %. Die effektivste Nachweismethode war die Kotsammelprobe, gefolgt von Staub- und Sockentupferproben. Kloakentupfer- und Eierbandproben waren weniger sensitiv. Eine von fünf Schadnagerkotproben, die zufällig aus den Ställen genommen worden waren, war *Salmonella* positiv. Für den Salmonellennachweis in der Praxis empfiehlt es sich daher eine repräsentative Anzahl von Proben zu nehmen und unterschiedliche Arten der Probennahme zu benutzen. Am aussichtsreichsten stellt sich aus diesen Untersuchungen eine Kombination aus Staub-, Kot- und Sockentupferproben dar.

Basierend auf den mikrobiologischen Ergebnissen konnten in 83 % *Salmonella* Enteritidis, in 5,4 % *Salmonella* Tennessee, in 4,5 % *Salmonella* spp., in jeweils 1,8 % *Salmonella* Typhimurium und *Salmonella* Muenchen und in jeweils 0,9 % *Salmonella* Livingstone, *Salmonella* Ouakam, *Salmonella* Tompson und *Salmonella* Infantis nachgewiesen werden.

In 78 Betrieben und 92 Herden wurde begleitend eine Befragung der Tierhalter und Betreuer zu Betrieb und Management vorgenommen, um mögliche Einflussfaktoren auf das

Salmonellenvorkommen zu ermitteln. Für folgenden Faktor (p-Wert < 0,05) ergab sich einen signifikanten Einfluss:

★Haltungssystem – Betriebe mit konventioneller Käfighaltung waren häufiger mit Salmonellen belastet als alternative Haltungssysteme

Die hohen Prävalenzen von Salmonellen in der konventionellen Käfighaltung schienen einerseits mit den Betriebs- und Herdengrößen, andererseits mit einem Mangel im Hygienemanagement einher zu gehen. Sowohl bei positiven Käfighaltungsbetrieben, als auch bei positiven Alternativbetrieben war das Fehlen einer Hygieneschleuse auffällig. Die bloße Existenz einer Hygieneschleuse schafft keine höhere Salmonellenfreiheit, dies hängt von Management und Nutzung der Schleuse ab.

Die Analyse weiterer Einflussfaktoren in den untersuchten Betrieben durch die Fragebogenauswertung lieferten keine signifikanten Ergebnisse, konnten aber Hinweise auf Zusammenhänge liefern. Es wurde deutlich, dass

★mit steigender Betriebs- und Herdengröße auch das Risiko eines Salmonellennachweises zunahm,

★Betriebe mit längerer Nutzungsdauer der Stallgebäude (Baujahr des Stallgebäudes) häufiger mit Salmonellen belastet waren, als Betriebe mit neuen Ställen und somit kürzerer Nutzungsdauer.

8 Abstract

Gabi Lücking (2015)

“Investigations into the prevalence of salmonella in different production systems for laying hens”

The main aim of the work was to provide an overview of the prevalence of salmonella in laying hen operations (caged and alternative systems) in Germany. 4,442 and 5,273 specimens were examined microbiologically according to ISO 6579:2002 for salmonella in 78 operations and 92 flocks.

In addition, operating characteristics such as information about the flocks, the use of antibiotics, hygiene management and rodent control were collected with questionnaires in order to determine potential factors that might influence salmonella levels.

Altogether, the prevalence of salmonella operations studied was 29.49 %, those of the flocks 30.43 %. The most effective detection method was to test a faecal sample, followed by dust and sock swab tests. Cloacal swab and egg volume samples were less sensitive. One in five rodent excrement tests taken coincidentally from the barns were positive for *salmonella*. Thus for the *salmonella* detection in the field it is recommended to take a representative amount of samples and to apply different ways of taking these samples. The best results are achieved if a combination of dust, excrement and sock swab tests are used from these investigations.

The microbiology results detected 83 % *Salmonella* Enteritidis, 5.4 % *Salmonella* Tennessee, 4.5 % *Salmonella* spp., in each case 1.8 % *Salmonella* Typhimurium and *Salmonella* Muenchen and in each case 0.9 % *Salmonella* Livingstone, *Salmonella* Ouakam, *Salmonella* Tompson and *Salmonella* Infantis.

In 78 operations and 92 flocks, a questionnaire was administered to the animal keepers and operational support staff and managers to determine possible factors that may influence salmonella levels. The following factor had a significant influence:

- Production system – operations with conventional cages had higher salmonella prevalence than alternative production systems

The high prevalence of salmonella in the conventional cages appeared to occur on the one hand due to the operating and flock sizes, and on the other due to underperformance in the hygiene management. In the positive cage operations as well as the positive alternative operations, the lack of a hygiene sluice was noteworthy. The mere existence of a hygiene sluice does not reduce salmonella levels; this depends on management and the use of the sluice.

The analyses of further factors of influence in the operations studied via the questionnaire yielded no significant results; however, they could provide some clues to connections. It became clear that

- with increasing operation and flock sizes, the risk of salmonella detection also increased,
- operations with barns with a longer service life (year of construction of the barn) were more frequently contaminated with salmonella than operations with new barns and thus a shorter service life.

9 Literaturverzeichnis

ANONYM (2008)

Mitteilung der Kommission an das Europäische Parlament und des Rat über die verschiedenen Systeme der Haltung von Legehennen, insbesondere gemäß der Richtlinie 1999/74/EG

(Internet: ULR: <http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=COM:2008:0865:FIN:DE:HTML>) aufgerufen am 17.10.2010

BACHMANN- HORMEIER, T., PARENTIN, A., KÄSER, C., TRUYEN, U., ULLRICH, E. (2012):

Wirksamkeit von Impfstrategien zur Verhinderung von Salmonelleninfektionen in Legehennenbeständen in Sachsen.

LfULG, Heft 20/2012, 64

BAIRD-PARKER, A.C. (1990):

Foodborne salmonellosis.

Lancet 336, 1231-1235

BARROW, R. A. , M. A. LOVELL (1991):

Experimental infection of egg- laying hens with S.E. phage type 4.

Avian Pathol 20, 335-348

BAUER, J., S. HÖRMANSDORFER (1995):

Salmonellosen bei Nutztieren.

Fleischwirtschaft 75 (8), 958-960

BAUMGARTE, J., M. DAYEN, J. HIES, S. PETERMANN, K. MAIWORM (2007):

Änderung der Tierschutz-Nutztierhaltungsverordnung Abschnitte: Legehennen- und Schweinehaltung.

Dtsch.tierärztl. Wschr 114, 149-152.

BESSEL, W. (2006):

Legehennenhaltungssysteme der Zukunft, wo liegen ihre Stärken und Schwächen.

Rundschau für Fleischhygiene und Lebensmittelüberwachung 10/2006

Band 58, 237-241

BfR 2005

Pilotstudie zum Vorkommen von *Salmonella* spp. bei Herden von Legehennen in Deutschland.

Bericht vom BfR vom 20.12.2005

(Internet:

URL:

http://www.bfr.bund.de/cm/343/pilotstudie_zum_vorkommen_von_salmonella_spp_bei_herden_von_legehennen_in_deutschland.pdf.) aufgerufen am 25.09.2008

BfR (2014)

Erreger von Zoonosen in Deutschland im Jahr 2012.

BfR Wissenschaft (02/2014), 37- 70

BfR (2015)

Erreger von Zoonosen in Deutschland im Jahr 2013
BfR Wissenschaft (02/2015), 37-70

BISPING, W. (1993):

Salmonellen in Futtermitteln.
Dtsch. Tierärztl. Wschr. 100, 262-263

BLAHA, T. (1993):

Die Ausbreitungsdynamik von Salmonellen in Tierbeständen.
Dtsch. Tierärztl. Wschr. 100, 278-280

BÖHM, R. (1993):

Verhalten ausgewählter Salmonellen in der Umwelt.
Dtsch. Tierärztl. Wschr. 100, 275-278

BUSCH W., METHLING W., AMSELGRUBER W.M. (2004):

Tiergesundheit- und Tierkrankheitslehre
Salmonellen, 500

COYLE, E.F. , S. R. PALMER, C. D. RIBEIRO, H. I. JONES, A. J. HOWARD, L. A. WARD, B. ROWE (1988):

Salmonella Enteritidis phage type 4 infection: association with hens' eggs.
Lancet 2, 1295-1297

D'AOUST, J. - Y. (1989):

Salmonella.
Foodborne bacterial pathogens, 327-445

DAVIES R.H., S. BEDFORD, C. WRAY (1998):

A semi quantitative study of the effectiveness of disinfection of broiler breeder houses contaminated with Salmonella.
Fourth World Congress on Foodborne Infection and Intoxications, Berlin pp. 414-424

DAVIES, R.H., M. BRESLIN (2003a):

Observation on Salmonella contamination of commercial laying farms before and after cleaning and disinfection.
Vet Rec 152 (10), 283-287

DAVIES, R., M. BRESLIN (2003b):

Effects of vaccination and other preventive methods for Salmonella enteritidis on commercial laying chicken farms.
Vet Rec 153 (22), 673-677

DAVIES, R.H., M. BRESLIN (2003c):

Persistence of Salmonella enteritidis phage type 4 in the environment and arthropod vectors on an empty free-range chicken farm.
Environ Microbiol 5, 79-84

DAVIES, R., M. BRESLIN (2004):

Observation on *Salmonella* contamination of eggs from infected commercial laying flocks where vaccination for *Salmonella enterica* serovar Enteritidis had been used.

Avian Pathol 33 (2), 133-144

DAVIES, R.H., E. LIEBANA, M. BRESLIN (2003):

Investigation of the distribution and control of *Salmonella enterica* serovar Enteritidis PT 6 in layer breeding and egg production.

Avian Pathol 32, 225-235

DAVIES, R.H., C. WRAY (1995a):

Mice as carrier of *S. enteritidis* on persistently infected poultry units.

Vet Rec 137, 337-341

DAVIES, R.H., C. WRAY (1995b):

Observations on disinfection regimes used on *Salmonella* Enteritidis infected poultry units.

Poult Sci 74, 638-647

DAVIES, R.H., C. WRAY (1996a):

Persistence of *Salmonella enteritidis* in poultry units and poultry food.

Br Poult Sci 37, 589-596

DE BUCK, J., F. PASMANS, F. VAN IMMERSEEL, F. HAESEBROUCK, R. DUCATELLE (2004):

Tubular glands of the isthmus are the predominant colonization site of *Salmonella Enteritidis* in the upper oviduct of laying hens.

Poult Sci 83, 352-358

DE BUCK, J., F. VAN IMMERSEEL, F. HAESEBROUCK, R. DUCATELLE (2004a):

Recent insights on egg contamination and control.

Proceedings of Belgian Symposium on *Salmonella* Research and Control in Poultry, Universität Gent, Belgien, 27-33

DE BUCK, J., F. VAN IMMERSEEL, F. HAESEBROUCK, R. DUCATELLE (2004b):

Colonization of the chicken reproductive tract and egg contamination by *Salmonella*.

J App Microbiol 97, 233-245

DEDIE, K., J. BOCKEMÜHL, H. KÜHN, K.-J. VOLKMER u. T. WEINKE (1993):

Bakterielle Zoonosen bei Tier und Mensch.

Verlag Enke, Stuttgart, 295-329

DEWULF J., S. VAN HOOREBROKE, F. VAN IMMERSEEL (2009):

Epidemiology of *Salmonella* infection in laying hens with special emphasis on the influence of the housing system.

(Internet: [URL:http://www.cabi.org/Uploads/animal-science/words-poultry-science-association/WPSA-finland-2009/6_eggmeat2009_dewulf_PL8.pdf](http://www.cabi.org/Uploads/animal-science/words-poultry-science-association/WPSA-finland-2009/6_eggmeat2009_dewulf_PL8.pdf).) aufgerufen am 17.04.2015

EFSA (2005):

Welfare aspects a various systems for keeping laying hens.
European Food Safety Authority 2005: Scientific Report. EFSA-Q-2003-92

EFSA (2005 b):

Gutachten des wissenschaftlichen Gremiums für biologische Gefahren auf Ersuchen der Kommission über mikrobiologischen Risiken des Waschens von Tafeleiern.
The EFSA Journal 2005; 269, 1-39

EFSA (2006):

Preliminary report on Analysis of the baseline study on the prevalence of Salmonella in laying hen flocks of Gallus gallus.
The EFSA Journal 2006; 81, 1-71

EFSA (2007):

Report of Task Force on Zoonoses Data Collection on the Analysis of baseline study on the prevalence of Salmonella in holdings of laying hens of Gallus gallus.
EFSA Journal 2007; 97

EFSA (2011)

Zoonosenbericht von EFSA und ECDE zeigt im fünften Jahr in Folge rückläufige Salmonelleninfektion bei Menschen.
(Internet: URL <http://www.efsa.europa.eu/de/press/news/zoonoses110322.htm>)aufgerufen am 05.04.2013

EFSA (2012):

The European Union Summary Report on Trends and Sources of Zoonoses, Zoonotic Agents and Food-borne Outbreaks in 2010.
EFSA Journal 2012; 10 (3), 2597

EFSA (2012a):

Zoonosenbericht von EFSA und ECDC *Salmonella* – Infektionen beim Menschen nehmen weiter ab, während Campylobacter- Infektionen zunehmen.
(Internet: URL <http://www.efsa.europa.eu/de/press/news/120308.htm>) aufgerufen am 17.03.2014

EFSA (2014):

The European Union Summary Report on Trends and Sources of Zoonoses, Zoonotic Agents and Food-borne Outbreaks in 2012 .
EFSA Journal 2014; 12 (2), 3547

EMELE (2008):

Gefahr durch Salmonellen- was kann der Tierhalter tun.
Tagungsbeitrag zur 39. Sitzung des DLG Ausschusses für Geflügelproduktion vom 28.Mai 2008
(Internet: URL: dlg.org/filadmin/download/fachinfos/.../gef1.08Emele_02.pdf) aufgerufen am 05.03.2009

ESTEREZ, J., R. C. NEWBERRY, L. J. KEELNING (2002):

Dynamic of aggression in the domestic fowl.
Appl Anim Behav Sci 76, 307- 325

FIDDES, M.D, S. LE GRESLEY, D. G. PARSON, C. EPE, G. C. COLES, K. A. STAFFORD (2005):

Prevalence of the poultry red mite (*Dermanyssus gallinae*) in England.
Vet rec 157, 233-235

FLI (2015)

Qualitative Risikobewertung zu Einschleppung und Vorkommen von hochpathogenen aviären Influenzavirus in Hausgeflügelhaltungen der Bundesrepublik Deutschland.

(Internet: https://www.fli.bund.de/fileadmin/dam_uploads/Publikationen/Risikobewertungen/HPAI_Risikobewertung_20150603.pdf) aufgerufen am 08.08.2015 URL

FÖLSCH, D.W, U. HAHNE, A. FINK- KESSLER (2001):

Machbarkeitsstudie "Ausstieg aus der Käfighaltung".

Studie im Auftrag des hessischen Landestierschutzbeauftragten

(Internet: [URL \(eier-deklaration.de/Machbarkeitsstudie_Kurzfassung.pdf\)](http://eier-deklaration.de/Machbarkeitsstudie_Kurzfassung.pdf) aufgerufen am 05.03.2009

FUNK, J.A., P. R. DAVIES, M.A. NICHOLS (2000):

The effect of faecal sample weight on detection of *Salmonella enterica* in swine faeces.
J Vet Diagn Invest 12, 412-418

GARBER, L., M. SMELTZER, P. FEDORKA- CRAY, S. LADELY, K. FERRIS (2003):

Salmonella enterica serotype enteritidis in table egg layer house environments and in mice in U.S. layer houses and associated risk factors.

Avian Dis 47, 134-142

GAREIS, M. (1995):

Salmonellen- Ein Überblick.

Fleischwirtschaft 75 (8), 954-957

GAST, R.K., J. GUARD- BOULDIN, P.S. HOLT (2005):

The relationship between the duration of faecal sheeding and the production of contaminated eggs by laying hens infected with the strain of *Salmonella* Enteritidis und *Salmonella* Heidelberg.

Avian Dis 49, 382-386

GAST, R.K, C.W. BEARD (1992):

Detection and enumeration of *Salmonella* enteritidis in fresh and stored eggs laid by experimentally infected hens.

J. Food Protection 55, 152-156

GUARD-PETTER, J., D.J. HENZLER, M.M. RAHMAN, R.W. CARLSON (1997):

On farm monitoring of mouse-invasive *Salmonella* enterica serovar enteritidis and a model for its association with the production of contaminated eggs.

Appl Environ Microbiol 63, 1588-1593

HARTUNG, M. (2005):

Epidemiologische Situation der Zoonosen in Deutschland im Jahr 2005.

Berlin 2007, BfR Wissenschaft 03/2007 , 13-125

HARTUNG, M. (2006):

Ergebnisse der Zoonoseerhebungen bei Lebensmitteln für das Jahr 2006.
Journal für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit
Heft 4/2007 (Band 2), 468-479

HARTUNG, M. (2006a):

Erreger von Zoonosen in Deutschland im Jahr 2006
Berlin 2008, BfR Wissenschaft 04/2008, 13-23

HARTUNG, M., A. KÄSBOHRER (2009)

Erreger von Zoonosen in Deutschland im Jahr 2009.
Berlin 2011, BfR Wissenschaft 01/2011, 55- 153

HENZLER, D.J., H.M. OPITZ (1992):

The role of mice in the epizootiology of S.E. infection on chicken layer farms.
Avian Dis 36, 625

HILLER, P. und K. MÜLLER (2000):

Vergleich der Haltungssysteme.
In: Geflügelhaltung: Eier und Mast, Landwirtschaftsverlag, Münster- Hiltrup, 128

HOGUE, A., P. WHITE, J. GUARD- PETTER, W. SCHLOSSER, R. GAST, E. EBEL, J. FARRAR, T. GOMEZ, J. MADDEN, M. MADISON, A. MCNAMARA, R. MORALES, D. PARHAM, P. SPARLING, W. SUTHERLIN, D. SWERDLOW (1997):

Epidemiology and control of egg associated *Salmonella enteritidis* in the United States of America.
Revue Scientifique of Technique- Office International des Epizooties 16,542- 553

HOOP, R.T., K.H. HINZ (2005):

Pullorum- und Gallinarum- Salmonellose.
Kompendium der Geflügelkrankheiten, Schlütersche Verlag, 211-212

HÖRNING (2009)

Beurteilung der Tiergesundheit der Kleingruppenhaltung von Legehennen unter Berücksichtigung rechtlicher und ökonomischer Aspekte.

(Internet:

http://www.mulewf.rlp.de/fileadmin/mufv/img.../Gutachten_LH_Hoering_2009.pdf
aufgerufen am 15.03.2015

URL:

HUGHES, B. O., N.L. CARMICHAEL, A.W. WALKER, P.N. GRIGOR (1997):

Low incidence of aggression in large flocks of laying hens.
Appl. Ani. Behav. Sci. 54, 215-234

HUNEAU- SALAÜN A., M. CHEMALY, S. LE BOUQUIN, F. LALANDE, L. PETETIN , S. ROUXEL, V. MICHEL, P. FRAVALO, N. ROSE (2009):

Risk factors for *Salmonella enterica* subsp. *Enterica* contamination in 519 French laying hen flocks at the end of the laying period.
Prev vet med 89 (2009), 51-58

KÄSBOHRER, A. (2007):

Salmonellenmonitoring bei Tieren- Umsetzung der Zoonosen Richtlinie.

(Internet:URL:http://www.bfr.bund.de/cm/343/salmonellenmonitoring_bei_tieren_umsetzung_der_zoonosen_richtlinie.pdf) aufgerufen am 25.09.2008

KEWELO, H. (2006):

Mikroorganismen in Lebensmittel, Theorie und Praxis der Lebensmittelhygiene.

Pfanneberg Verlag, Haan- Gruiten, 194-195

KINDE, H., H.L. SHIVAPRASAD, B.M. DAFT, D.H. READ, A. ARDANS, R. BREITMEYER, G. RAJASHEKARA, K.V. NAGARAJA, I.A. GARDNER (2000):

Pathologic and bacterologic findings in 27-week-old commercial laying hens experimentally infected with *Salmonella enteridis*, phage type 4.

Avian Dis 44(2), 239-248

KINDE, H., D.M. CASTELLAN, D. KERR, J. CAMPBELL, R. BREITMEYER, A. ARDANS (2005):

Longitudinal monitoring of two commercial layer flocks and their environments for *S. enterica* serovar Enteritidis and other Salmonellae.

Avian Dis 49, 189-194

KNOTHE, H., G. KNAPP, M. MEYER, U. POLANETZKI, G. WEBER (1980):

Zur Therapie bei Salmonellen Enteritiden unter Berücksichtigung von Laktulose.

Infection 8 (1980) 3, 294-298

KÖHLER, B. (1993):

Beispiele für die Anreicherung von Salmonellen in der Umwelt.

Dtsch. Tierärztl. Wschr. 100 (7), 264-265

LAVES (2007):

Merkblatt "Registrierung und Pflichten der Betriebe, die Legehennen halten".

(Internet: URL (http://cdl.niedersachsen.de/blob/images/C48352042_L20.pdf) aufgerufen am 25.09.2008

LAYWEL (2006)

Welfare implications of changes in production systems for laying hens.

(Internet: URL:

http://ec.europa.eu/food/animal/welfare/farm/laywel_final_report_eu.pdf) aufgerufen am 25.09.2008

LINN, K-P. (2004):

Tierschutzgesetz in Neufassung vom 25. Mai 1998.

Jahrbuch für die Geflügelwirtschaft 2004, 223-225

MEERBURG, B.G., KIJLSTRA, A. (2007):

Review: Role of Rodents in transmission of Salmonella and Campylobacter.

Journal of the Science of Food and Agriculture 87, 2774-2781

MERSMANN, C. (2001):

Rechtliche Bewertung des Salmonellennachweises in Lebensmitteln.

Freie Universität Berlin, Diss

MESSENS, W. , GRIJSPEERDT, K. , HERMAN, L. (2005):

Eggshell penetration by Salmonella: a review.

Poult Sci 61, 71-86

METHNER, U. (2005):

Salmonellosen.

Kompodium der Geflügelkrankheiten, Schlütersche Verlag, 208-210

METHNER, U., DILLER, R., REICHE, R., BÖHLAND, K. (2006):

Zum Vorkommen von Salmonellen in Legehennen in unterschiedlichen Haltungsformen und Schlussfolgerungen für die Bekämpfung.

Berl. Münch. Wochenschrift 119 (11/12), 467-473

MITSCHERLICH E. , E. H. MARTH (1984)

Microbial Survival in the Environment.

Springer Verlag, Berlin, 353, 355, 363, 395, 397, 423, 425

MOLLENHORST, H., C.J. WOUNDENBERG, E.G.M. BOKKERS, I.J.M. BOER (2005):

Risk factors for Salmonella enteritidis Infection laying hens.

Poult Sci 84, 1308-1313

NAMATA, H., E. MEROC', M. AERTS, C.H. FAES, J.C. ABRAHANTES, H. IMBERECHTS, K. MINITIENS (2008):

Salmonella in Belgien laying hens: An identification of risk factors.

Prev Vet Med 83 (2008), 323-336

NICHOL C. J. (2006):

Legehennenhaltungssysteme der Zukunft, wo liegen ihre Stärken und Schwächen.

Rundschau für Fleischhygiene und Lebensmittelüberwachung 10/2006 Seiten

zitiert nach BESSEI W.

(2006)

NICOL, C. J, N.G. GREGORY, T.G. KNOWLES, J.D. PARKMAN, C.J. WILKING (1999):

Differential effects of increased stocking density, mediated by increased flock size, on feather pecking and aggression in laying hens.

Appl Anim Behav Sci 65, 137-152

OLSEN, A.R., T.S. HAMMACK (2000):

Isolation of Salmonella spp. from Housefly, Musca domestica and the dump fly, Hydroteia aenescens at cages layer houses.

Journal of Food Protection 63, 950-958

PALMER, S., S. PARRY, D. PERRY, R. SMITH, M. EVANS, L. NEHAUL, R. ROBERTS, M. WALAPU, D. WRIGHT(2000):

The role of outbreaks in developing food safety policy population based surveillance of Salmonella outbreaks in Wales 1986-98.

Epidemiolog Infec 125, 467-472

PETERMANN, S. (2003):

Legehennen in alternativen Haltungssystemen.
Dtsch. Tierärztl. Wschr. 110 (5), 220-228

PIETSCH, O. (1981):

Salmonella

In: Blobel H. und T. Schliesser (Herausg.), Handbuch der bakteriellen Infektionen bei Tieren, Band III

POPOFF, M.Y., J. BOCKEMÜHL, L.L. GHEESLING (2004):

Supplement 2002 (no 46) to Kaufmann- White scheme.
Res Microbiol 155, 568-570

POPOFF M.Y., L.E. LE MINOR (2005):

Genus XXXIII Salmonella.

Garrity, G.M, Bremer D.J, Krieg, N.R, Staley, J.T

RKI (2002):

Salmonellose- Merkblatt für Ärzte.

(Internet:

URL

http://www.rki.de/DE/Content/Infekt/EpidBull/Merkblaetter/Ratgeber_Salmonellose.html)
aufgerufen am 17.04.2007

RICHTLINIEN**RICHTLINIE 1999/74/EG**

Schutz von Legehennen.

ABl. L 203 vom 03.08.1999

RKI (2006):

Ausgewählte Zoonosen im Jahr 2005: Durch Lebensmittel übertragbare bakterielle gastrointestinale Infektionen.

Epidemiologische Bulletin Nr. 41, 352-353

RKI (2007a):

Salmonella Enteritidis- aktuelle Bedeutung.

Epidemiologische Bulletin Nr.3, 2007, 17-18

RKI (2007b):

Infektionsepidemiologisches Jahrbuch meldepflichtiger Krankheiten 2006.

Berlin 2007, 157-160

ROLLE M. , A. MAYR (1993)

Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre für Tierärzte.

Enke Verlag, Stuttgart 1993

Verbreitung von Salmonellen. 603

Salmonella,. 596

ROLLE M. , A. MAYR (2001)

Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre für Tierärzte.

Enke Verlag, Stuttgart
Gattungsmerkmale, 394

ROLLE M. , A. MAYR (2007)

Medizinische Mikrobiologie, Infektions- und Seuchenlehre.

Enke Verlag, Stuttgart 2007
Gattungsmerkmale, 437
Epidemiologie, 441

RÖHRING, H.-G. (2005):

Käfighaltung von Legehennen unter 80%.
Statistische Bundesamt Deutschland

SACHS L. (2004)

Angewandte Statistik
Springer Verlag, Berlin, 468

SALEH, M., J. SEEDORF, J. HARTUNG (2004):

Inhalable and respirable dust in work place atmospheres of laying hen houses.

In: Madec, F., Clement, G. (eds.): Proceedings In-Between Congress of The ISAH (Int. Society for Animal Hygiene) Animal Production in Europe: The way forward in a changing world. Vol. 1, Saint-Malo, France, 11.-13.10.04, 211-212

SANDER, J. (1993):

Pathogenese der Salmonellen- Infektion des Menschen.
Deutsche Tierärztl. Wschr. 100 (7), 283-284

SCHOENI, J.L, K.A. GLASS, J.L. MC DERMOTT, A.C.L. WONG (1995):

Growth and Penetration of *S. enteritidis*, *S. heidelberg*, *S. typhimurium* in eggs.
Int J Food Microbiol 24, 385- 396

SCHULZ, J., S. VAN HOOREBEKE, B. HALD, J. HARTUNG, F. VAN IMMERSEEL, I. RADTKE, S. KABELL, J. DEWULF (2011):

The dynamics of *Salmonella* occurrence in commercial laying hen flocks throughout a laying period.
Avian Pathol 40, 243-248

SELBITZ, H.J, H.J. SINELL, A. SZIEGOLEIT (1995):

Das Salmonellen Problem.
Erreger- Wirsverhältniss und Epidemiologie.
Gustav Fischer Verlag, 19-50

SNOW, L. C., K. H. DAVIES, J. J. CHRISTIANSEN, J J. CARRIQUE- MAS, A. D. WALES, J. L. O'CONNOR, A. J. C. COOK, S. J. EVANS (2007)

Survey of the prevalence of *Salmonella* species on commercial laying farms in the United Kingdom.
Vet Rec. 161 (14), 471-475

SNOW L. C., R. H. DAVIES, K. H. CHRISTIANSEN, J J. CARRIQUE- MAS, A. J. C. COOK, S. J. EVANS (2010)

Investigation of risk factors for *Salmonella* on commercial egg- laying farms in Great Britain 2004- 2005.

Vet Rec 166, 579-586

STATISTISCHES BUNDESAMT (2014)

Haltung von Legehennen: Bodenhaltung dominiert.

Pressemitteilung Nr. 059 vom 20.02.2014

TAUSON, R. (1998):

Health and production in improved cage designs.

Poult Sci 77, 1820-1827

VAN HOOREBEKE S., F. VAN IMMERSEEL, J. DE VYLDER, R. DUCATELLE, F. HAESBROUCK, F. PASMANS, A. DE KRUIF u. J. DEWULF (2009):

The age of production system and previous *Salmonella* infections on farm risk factors for low level *Salmonella* infections in laying hen flocks.

Prev Vet Med 94, 94-100

VAN HOOREBEKE, S., F. VAN IMMERSEEL, J. SCHULZ, J. HARTUNG, M. HARISBERGER, L. BARCO, A. RICCI, G. THEODOROPOULOS, E. XYLORI, J. DE VYLDER, R. DUCATELLE, F. HAESBROUCK, F. PASMANS, A. DE KRUIF, J. DEWULF (2010):

Determination of the within and between flock prevalence and identification of risk factors for *Salmonella* infection in laying hen flocks housed in conventional and alternative systems.

Prev Vet Med 94 (2010), 94-100

VAN DE GIESSEN, A.W, M.J. NAUTA, S.H.W. NOTERMANS, A.M. HENKEN (1994):

Surveillance and intervention strategies for salmonella in poultry: a modelling approach. *Salmonella* and Salmonellosis.

Int J Food Microbiol 21, 145-154

VAR (2005)

Veterinary and Agrochemical Research Centre, Laboratory of General Bacteriology, 2005

Salmonella Serotypes analysed at the CODA- CERVA in 2005, Evolution among Poultry, Cattle and Pig isolates from 1992 to 2005 with results of Antimicrobial Testing

VAR Report data 2005

VETION

Vor- und Nachteile der verschiedenen Haltungssysteme.

(Internet: URL: <http://www.vetion.de/focus/pages/FNews2.cfw?focus id=47>) aufgerufen am 17.04.2008

VERORDNUNGEN**1991****VO (EG) Nr. 2092/91**

Verordnung (EWG) Nr. 2092/91 des Rates vom 24. Juni 1991 über den ökologischen Landbau und die entsprechende Kennzeichnung der landwirtschaftlichen Erzeugnisse und Lebensmittel.

vom 22.07.1991

ABl. L 198

2003**VO (EG) Nr. 2160/2003**

VO (EG) Nr.2160/2006 vom 17. November 2003- Zoonosenverordnung, zur Bekämpfung von Salmonellen und bestimmten anderen durch Lebensmittel übertragbaren Zoonoseerregern.

Vom 12.12.2003

ABl. L 325

2004**VO (EG) Nr. 853/2004**

VO (EG) Nr.853/2004 vom 29. April 2004 des Europäischen Parlaments und des Rates mit spezifischen Hygienevorschriften für Lebensmittel tierischen Ursprungs.

vom 30.04.2004

ABl. L 139

2005**VO (EG) Nr. 1003/2005**

VO (EG) Nr.1003/2005 vom 30. Juni 2005 zur Durchführung der VO (EG) Nr.2160/2003 hinsichtlich des Gemeinschaftsziels zur Senkung der Prävalenz bestimmter Salmonella-Serotypen bei Zuchtherden von Gallus gallus und zur Änderung der VO (EG) Nr.2160/2003

vom 01.07.2005

ABl. L. 170

2006**TierSchNutzv (2006):**

Verordnung zum Schutz landwirtschaftlicher Nutztiere und anderer zur Erzeugung tierische Produkte gehaltener Tiere bei ihrer Haltung.

vom 25.10.2001

BGBI. 1, neugefasst 22.08.2006

2006**VO (EG) Nr.1028/2006**

VO (EG) Nr.1028/2006 des Rates mit Vermarktungsnormen für Eier.

vom 07.07.2006

ABl. L186

2006**VO (EG) Nr.1168/2006**

VO (EG) Nr.1168/2006 Durchführungsverordnung hinsichtlich eines Gemeinschaftszieles zur Eindämmung der Prävalenz bestimmter Salmonellenserotypen bei Legehennen.

vom 01.08.2006

ABl. L 211

2006**VO (EG) Nr. 1177/2006**

VO (EG) Nr.1177/2006 der Kommission zur Durchführung der Verordnung (EG) 2160/2003 des Europäischen Parlaments und des Rates hinsichtlich der Bestimmungen über die Anwendung von spezifischen Bekämpfungsmethoden im Rahmen der nationalen Programme zur Bekämpfung von Salmonellen bei Geflügel.

vom 02.08.2006

ABl. L212

2007**VO (EG) 834/2007**

EG-Öko-Basisverordnung (EG) Nr. 834/2007 des Rates vom 28. Juni 2007 über die ökologische/biologische Produktion und die Kennzeichnung von ökologischen/biologischen Erzeugnissen und zur Aufhebung der Verordnung (EWG) Nr. 2092/91.

vom 20.07.2007

ABl. L 189/2

2007**VO (EG) Nr. 557/2007**

VO (EG) Nr.557/2007 vom 23.Mai 2007 mit Durchführungsbestimmungen zur VO (EG) Nr. 1028/2006 des Rates mit Vermarktungsnormen für Eier.

vom 24.05.2007

ABl. L 132

2009**GEFLÜGEL- SALMONELLEN-VERORDNUNG (2009)**

Verordnung zum Schutz gegen bestimmte Salmonelleninfektionen beim Haushuhn und bei Puten (Geflügel- Salmonellen Verordnung).

vom 17.01.2014

BGBI I S. 58

2010**VO (EU) 200/2010**

zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 2160/2003 des Europäischen Parlaments und des Rates im Hinblick auf ein Unionsziel zur Senkung der Prävalenz von *Salmonella* – Serotypen bei erwachsenen *Gallus-gallus* Zuchtherden.

vom 10.03.2010

ABl L 61/1

2011**VO (EU) 517/2011**

zur Durchführung der Verordnung (EG) Nr. 2160/2003 des Europäischen Parlaments und des Rates im Hinblick auf ein Ziel der Europäischen Union zur Senkung der Prävalenz bestimmter *Salmonella*- Serotypen bei Legehennen der Spezies *Gallus-gallus* sowie zur Änderung der Verordnung der (EG) Nr. 2160/2003 und der Verordnung (EU) Nr. 200/2010 der Kommission.

vom 26.05.2011

ABl L 138

VISSCHER C. F. (2006)

Untersuchungen (Feldstudie) zur Salmonellen- Prävalenz von Mastschweinen unter dem Einfluss einer größeren Futtermahlzeit sowie von Futteradditiven.
tierärztl Hochsch, Diss

WALES, A., M. BRESLIN, R. DAVIES (2006):

Assessment of cleaning and disinfection in *Salmonella*-contaminated poultry layer houses using qualitative and semi-qualitative culture techniques.
Vet Microbiol 116(2006), 283-293

WRAY, C., A. WRAY(2000):

Salmonella in Domestic Animals.
CABI Publishing, 110

WOODWARD, M.J., G. GETTINGBY, M.F. BRESLIN, J.D. CORKISH, S. HOUGHTON (2002):

The efficacy of Salenvac, a *Salmonella enterica* subsp *enterica* serotype Enteritidis iron-restricted bacterin vaccine, in laying chickens.
Avian Pathol 31, 157-162

ZDG (2007):

Leitfaden Salmonellenbekämpfung bei Legehennen.
(Internet: URL: http://www.ndstsk.de/index.php?topic_id=396) aufgerufen am 25.09.2008

ZMP (2008):

Jahresbericht 2007/2008.
(Internet: URL: http://www.zmp.de/agrarmarkt/eier/2007_12_11_Eier_Verbrauch_2007.asp)
aufgerufen am 04.05.2009

ZMP (2008a):

Weniger Hennen in der Käfighaltung.
(Internet: URL: http://www.zmp.de/presse/agrarwoche/marktgrafig/2008_06_27) aufgerufen
am 04.05.2009

Anhang

Fragebogen zum Projekt SAFEHOUSE

Datum der Probennahme:

Name des Zuständigen :

Betriebsdaten:

Name des Betreibers:

Identifikationsnummer:

Adresse:

.....

.....

Telefonnummer:

Email:

Allgemeine Beschreibung des Betriebes:

Bestandsgröße des Betriebes (Gesamtzahl der Hennen):.....

Aktuelle Anzahl der Hennen im Betrieb :.....

Anzahl der Ställe für Hennenhaltung auf dem
Betrieb.....

Gehören alle Hennen des Betriebes zur selben Altersgruppe (bitte ankreuzen):

★Ja

★Nein

Stammen alle Hennen aus demselben Aufzuchtbetrieb:

★Ja

★Nein

Gibt es weitere Arten von Geflügelproduktion auf dem Betrieb:

★Ja: (welche?)

★Nein

Gibt es weitere Arten von Tierproduktion auf dem Betrieb:

★Ja: (welche?)

★Nein

Beschreibung des Stalls der beprobten Tiergruppe:

Eine „Tiergruppe“ ist definiert als: Das gesamte Geflügel desselben Gesundheitsstatus, die zusammen in einem Gehege gehalten werden und eine epidemiologische Einheit darstellen. Bei Stallhaltung beinhaltet dies die Gesamtheit der Tiere, die den gleichen Luftraum teilen.

Beachten Sie: Aufgrund der verschiedenen Haltungssysteme können einige der Fragen nicht beantwortet werden, bitte kennzeichnen Sie diese mit k.A. (keine Angabe möglich)

Art des Haltungssystems:

- ★ Konventionelle Käfighaltung
- ★ Ausgestaltete Käfige
- ★ Kleingruppenhaltung
- ★ Traditionelle Bodenhaltungssysteme (100% Einstreu)
- ★ Freiland (mit Außenbereich)
- ★ Ökologische Haltung
- ★ Bodenhaltungssystem mit Kotgrube (Kot wird nach Ausstallung entfernt)
- ★Fläche des Gitterbodens in %
- ★ Freiland (mit Außenbereich)
- ★ Ökologische Haltung
- ★ Volierenhaltung mit Kotband (Multi-Etagen-Systeme, durchschnittlich wöchentliche Kotbeseitigung)
- ★Fläche des Gitterbodens in %
- ★ Freiland (mit Außenbereich)
- ★ Ökologische Haltung
- ★ Andere Systeme:

Geben Sie die wichtigsten Merkmale des Haltungssystems an:

.....
.....
.....
.....
.....
.....
.....
.....
.....

Anzahl der Hennen in der Herde:

Anzahl der Tiere pro Käfig:

Abmessungen der Käfige (L*B*H) in cm:

Nutzbare Bodenfläche pro Henne (in cm²):

Abmessungen des Stallgebäudes (L*B*H) in m:

Baujahr des Stallgebäudes:

Jahr der Betriebsaufnahme des Stalls:

Art der Belüftung:

Belüftungsart:

- ★ natürlich
- ★ künstlich

Belüftungssteuerung:

- ★ manuell
- ★ mechanisch

Werden die Lüftungsanlagen regelmäßig gereinigt und desinfiziert? In welcher Frequenz?.

- Ja. Wie oft?:
- Nein

Befinden sich verschiedene Herden(Tiergruppen),streng getrennt voneinander, im Stall:

- ★ Ja (Anzahl der Herden):
- ★ Nein

Einstreu, Kotbereich, Fütterung, Elemente in der Haltung, Aussenbereich:

Bei käfigloser Haltung: Ausgestaltung des Bodens:

- ★ Vollständig eingestreut
- ★ Einstreu und Gitterrosten

Beschaffenheit des Bodens unter der Einstreu:

- ★ Sand
- ★ Beton
- ★ Andere:

Art der Einstreu:

- ★ Holzspäne
- ★ Sand
- ★ Stroh
- ★ Torf
- ★ Andere:

Einstreumenge in kg zum Einstellungsbeginn:

Boden unterhalb des Kotbereichs :

- ★ Sand
- ★ Beton
- ★ Kotband
- ★ Andere:

Abdeckung des Kotbereichs:

- ★ Holzgitter
- ★ Kunststoffgitter
- ★ Metallgitter
- ★ Maschendraht
- ★ Andere

Sind Sitzstangen vorhanden? :

- ★Ja (Länge pro Tier.....cm)
- ★Nein

Art des Fütterungssystems:

- ★Kettenfütterung
- ★Andere (beschreiben Sie bitte so genau wie möglich)

Bei Zugang zu Außenbereich:

- ★Anzahl der Durchgänge
- ★Größe der Auslauföffnungen (BxH) in cm:
- ★Einseitige oder beidseitige Auslauföffnungen:

Bei Zugang zu Außenbereich: die Übergangszone:

- ★Verlängerung des Dachs
- ★mit Windfängern
- ★ohne Windfänger
- ★Wintergarten
- ★kein Unterstand

Bei Zugang zu Außenbereich: Boden im Bereich der Übergangszone:

- ★Unbefestigt
- ★Beton
- ★Andere (beschreiben Sie bitte so genau wie möglich)

Nester:

- ★Einzelboxen
- ★Gruppenboxen: Anzahl der Hennen pro Box
- ★Ei-Auswurfmechanismus:
 - ★ Ja
 - ★ Nein

Ausstattung der Nester:

- ★Nein
- ★Ja

- Kunststoff (Astroturf®)
- Stroh
- Andere (beschreiben sie bitte so präzise wie möglich):

Wird die Nestmatte während des Produktionsdurchgangs erneuert?

- ★Ja
- ★Nein
- ★In Zeitabständen von:

Beschreibung der zu beprobenden Tiere:

Alter der Hennen in der zu beprobenden Tiergruppe (in Wochen):

Rasse der Hennen:

- ★Isa Brown
- ★Lohmann
- ★Andere:

Erwartetes Alter zum Zeitpunkt der Ausstallung (in Wochen):

Kumulative prozentuale Mortalität bis zum Zeitpunkt der Probennahme:

Alter der Tiere zum Beginn der Eiproduktion (in Wochen):

Wie häufig werden Tierkadaver aus dem Stall entfernt?

Die Eiproduktion des Betriebes:

Sammeln der Eier:

- ★Eier werden manuell gesammelt:
- ★automatisch:

Sortieren und Verpacken der Eier:

- ★manuell
- ★automatisch

Verbindung der Ställe über ein gemeinsames Eibeförderungsband?:

- ★Ja
- ★Nein
- ★Nur ein Stall des Betriebs

Wie oft werden die Eier pro Tag eingesammelt?

- ★ einmal
- ★ zweimal
- ★ mehr als zweimal

Wie oft werden verlegte Eier eingesammelt?

Die Eiverpackungen bestehen aus:

- ★Pappe
- ★Kunststoff

Die Eiverpackungen sind :

- ★ neu
- ★ wiederverwendet nach Desinfektion
- ★ wiederverwendet ohne Desinfektion

Die Paletten sind hergestellt aus:

- ★ Holz
- ★ Kunststoff
- ★ Metall

Die Paletten werden nach jedem Gebrauch desinfiziert :

- ★ Ja
- ★ Nein

Werden die Eier gereinigt?

- ★ Ja, systematisch (wie?)
- ★ Ja, manchmal (wie?)
- ★ Nein, niemals

Werden nicht genusstaugliche Eier für den Konsumenten:

- ★ Im Betrieb verworfen?
- ★ Von einer Beseitigungsfirma entsorgt?
- ★ Andere Verfahren (beschreiben Sie bitte so genau wie möglich):

Die Eier werden gelagert:

- ★ Im selben Raum wie die Hennen
- ★ In einer Hygieneschleuse
- ★ In einem separaten Raum im selben Stall
- ★ In einem separaten Raum auf dem Betrieb

Ist der Lagerraum für Eier klimatisiert ?

- ★ Ja
- ★ Nein

Möglichkeiten für Randnotizen:

Beschreibung des Managements:

Licht:

- ★ natürlich
- ★ künstlich

Beleuchtungszeiten:

Nachtlicht:

- ★ Ja
- ★ Nein

Gibt es eine Abteilung für kranke Tiere im Stall?:

- ★ Ja
- ★ Nein

Wird Einstreu während des Produktionszyklus hinzugefügt?

- ★ Ja
- ★ Nein
- ★ In Zeitabständen von:

Werden Einstreuzusätze eingesetzt? :

- ★ Ja (beschreiben Sie bitte so genau wie möglich):
- ★ Nein

Futterart:

- ★ Schrot
- ★ Pellets

Tränkesystem:

- ★ Nippeltränken:
- ★ Rundtränke:
- ★ Andere (beschreiben Sie bitte so genau wie möglich)

Wasserversorgung:

- ★ Öffentliche Versorgung
- ★ Brunnen
- ★ Andere (beschreiben Sie so genau wie möglich):

Dauerhafte Behandlung des Trinkwassers durch den Betreiber:

- ★ Nein
- ★ Ja

- Chlorierung
- Ansäuerung
- Zusatz von Peroxiden
- Enteisung
- Denitrogenierung
- Andere (beschreiben Sie bitte so genau wie möglich):

Wenn eine Auslauffläche besteht, ab welchem Alter (Angaben in Wochen) dürfen die Hennen diese nutzen:

Zeit zwischen Ausstallung und Neueinstellung (Angabe in Tagen):

Reinigung und Desinfektion:

Trockenreinigung des Stalls zwischen dem Ausstallen und Einstellen:

★Nein

★Ja

→ durch den Betreiber

→ durch eine Firma

→ durch den Betreiber und eine Firma

Entsorgung der Nestmatten zwischen der Ausstallung und der Einstallung:

★Nein

★Ja

→ durch den Betreiber

→ durch eine Firma

→ durch den Betreiber und eine Firma

Reinigung der Nestmatten zwischen der Ausstallung und der Einstallung:

★Nein

★Ja

→ durch den Betreiber

→ durch eine Firma

→ durch den Betreiber und eine Firma

Entsorgung der Einstreu und des Dungs nach der Ausstallung:

★Nein

★Ja

→ durch den Betreiber

→ durch eine Firma

→ durch den Betreiber und eine Firma

Nassreinigung des Stalles nach der Ausstallung:

★Nein

★Ja

→ durch den Betreiber

→ durch eine Firma

→ durch den Betreiber und eine Firma

Desinfektion des Stalles nach der Ausstallung:

★Nein

★Ja

→ durch den Betreiber

→ durch eine Firma

→ durch den Betreiber und eine Firma

→ Desinfektionsmittel:

Desinfektionswanne im Eingangsbereich des Stalles:

- ★Nein
- ★Ja

Hygieneschleuse zwischen dem Aussenbereich und dem Legehennenstall:

- ★Nein
- ★Ja

Falls Hygieneschleuse vorhanden, Art der Ausstattung:

- ★ Hygieneschleuse in unreinen und reinen Bereich unterteilt
- ★Hygieneschleuse nicht unterteilt
- ★Handwaschbecken

Hygienemaßnahmen:

★Kleiderwechsel des Betreibers:

- ➔ Schuhe
- ➔ Over- all
- ➔ kein Kleiderwechsel

★Kleiderwechsel des Besuchers:

- ➔Schuhe
- ➔Over-all
- ➔kein Kleiderwechsel

Lagerung der Tierkadaver:

- ★Kontainer
- ★Kühlschrank
- ★Kühltruhe
- ★keine Lagerung

Entsorgung der Tierkadaver:

- ★Abdecker
- ★Andere (beschreiben Sie so genau wie möglich):

Transport der Tierkadaver:

- ★durch einen LKW der Entsorgungsfirma
- ★durch den Betreiber
- ★Entsorgung auf dem Betrieb

Schädlingsbekämpfung:

- ★ Nein
- ★ Ja

Rote Vogelmilbe:

- durch den Betreiber
- durch eine Firma
- durch den Betreiber und eine Firma
- angewendete Produkte:

Käfer:

- durch den Betreiber
- durch eine Firma
- durch den Betreiber und eine Firma
- angewendete Produkte:

Fliegen:

- Bekämpfung auch ausserhalb des Stalles (wo?):
- durch den Betreiber
- durch eine Firma
- durch den Betreiber und eine Firma
- angewendete Produkte:

Nager:

- Bekämpfung auch ausserhalb des Stalles (wo?)
- durch den Betreiber
- durch eine Firma
- durch den Betreiber und eine Firma
- angewendete Produkte:

Andere Schädlinge: Welche? (beschreiben Sie bitte so genau wie möglich):

- durch den Betreiber
- durch eine Firma
- durch den Betreiber und eine Firma
- angewendete Produkte:

Sind die Ställe vor Kontakt mit Wildvögeln und deren Kot geschützt? :

- ★ Nein
- ★ Ja

Spezielle Fragen zum Thema Salmonellose:

Teilnahme des Betreibers an einem Hygieneprogramm:

- ★Nein
- ★Ja

Gibt es neben den vorgeschriebenen Kontrollen zusätzliche Kontrollen? :

- ★Nein
- ★Ja
- ★keine Angabe

Gab es bisher positive Salmonellennachweise auf dem Betrieb? :

- ★ Nein
- ★ Ja
- ★ keine Angabe

Falls ja, welche/r Serotyp/ Serotypen wurden identifiziert? :

Wurden in den letzten 5 Jahren in dem zu beprobenden Stall Salmonellen der Serotypen S. Enteritidis und S. Typhimurium nachgewiesen?:

- ★Nein
- ★Ja
- ★keine Angabe

Falls ja, beschreiben Sie:

- ➔Anzahl der Vorfälle:
- ➔nachgewiesene Serotypen:

Zu welchem Zeitpunkt trat es auf:

Wurden in den letzten 5 Jahre in anderen Ställen Ihres Betriebes Salmonellen der Serotypen S. Enteritidis und S. Typhimurium nachgewiesen?:

- ★Nein
- ★Ja
- ★keine Angabe

Falls ja, beschreiben Sie:

- ➔Anzahl der Vorfälle:
- ➔nachgewiesene Serotypen:

Zu welchem Zeitpunkt trat es auf:

Beschreibung der Arzneimittelbehandlung:

Durchgeführte Impfungen:

★Erste Impfung:

- gegen:
- Impfstoff:
- Anzahl der Impfungen:
- Zeitpunkt der Impfung:
- Applikationsart:

★Zweite Impfung:

- gegen:
- Impfstoff:
- Anzahl der Impfungen:
- Zeitpunkt der Impfung:
- Applikationsart:

★Dritte Impfung:

- gegen:
- Impfstoff:
- Anzahl der Impfungen:
- Zeitpunkt der Impfung:
- Applikationsart:

Kokzidiosebekämpfung:

- angewendete Produkte:
- Anzahl der Behandlungen:
- Zeitpunkt der Behandlungen:

Einsatz von Antibiotika:

★Erste Behandlung:

- Indikation (Grund der Anwendung):
- angewendetes Produkt:
- Dosierung:
- Zeitpunkt der Behandlung:
- Behandlungsdauer:

★Zweite Behandlung:

- ➔Indikation (Grund der Anwendung):
- ➔angewendetes Produkt:
- ➔Dosierung:
- ➔Zeitpunkt der Behandlung:
- ➔Behandlungsdauer:

★Dritte Behandlung:

- ➔Indikation (Grund der Anwendung):
- ➔angewendetes Produkt:
- ➔Dosierung:
- ➔Zeitpunkt der Behandlung:
- ➔Behandlungsdauer:

Herzlichen Dank für Ihre Mitarbeit!

Danksagung

Mein ganz besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. Dr. h.c. Hartung für die Überlassung des Themas, für die ausdauernde und geduldige Betreuung und Begleitung durch das Projekt bis hin zur Fertigstellung der Promotionsarbeit.

Ich bedanke mich bei Frau Prof. Dr. Silke Rautenschlein für zahlreiche Ideen und Vorschläge zur Verbesserung und Bereicherung der Arbeit im Rahmen des Zweitgutachtens.

Für die herzliche und kollegiale Zusammenarbeit möchte ich mich bei allen Institutsmitarbeitern bedanken: Herrn Dr. Jochen Schulz für fachkundige Diskussionen, konstruktive Kritik, Einarbeitung im Labor, Organisatorisches und Hilfestellung in statistischen Fragen, Frau Maria Sember und Karin Pavanetto- Born für die fleißige Unterstützung und Einarbeitung im Labor, die Hilfe bei der Vor- und Nachbereitung der Proben, meiner Mitdotorandin Ines Radtke für zwei tolle Jahre, Unterstützung und regen Austausch und allen, die meine Zeit vor Ort bereichert haben.

Meinem besonderen Dank gilt meinem Vater Hans- August Lücking, der mir das Tiermedizinstudium ermöglicht hat, meinem Mann Dirk Domagalla, meiner Mutter Monika Lücking und meinen Schwiegereltern Marion und Uwe Domagalla für die Unterstützung bei meinem Sohn Tom. Ohne die regelmäßige gute Betreuung wäre eine erneute Überarbeitung nicht möglich gewesen.