

SIMPÓSIO
**FACTA
SOBRE**



Salmonella
2022



ANAIS

18 E 19 DE OUTUBRO DE 2022

HÍBRIDO

CAMPINAS, SP

O manejo da cama que realizamos realmente funciona?

Clarissa Silveira Luiz Vaz
Embrapa Suínos e Aves, Concórdia, SC
clarissa.vaz@embrapa.br

Introdução

A complexa epidemiologia das salmoneloses aviárias exige intervenções em todas as etapas de produção. Como uma das frentes, os estabelecimentos avícolas comerciais de frangos e perus de corte são exigidos a implementar programas de controle e monitoramento para salmonelas nos seus plantéis. O controle está centrado nos programas de biossegurança, onde o objetivo é evitar a entrada da bactéria e, idealmente, promover a sua erradicação uma vez que seja detectada. No universo de fatores ambientais relacionadas com a persistência de salmonelas nas granjas de frangos, a cama do aviário tem sido um dos tópicos mais procurados na Embrapa Suínos e Aves pelos avicultores. De fato, o reuso da cama entre lotes de frangos é um fator que, ao desconsiderar critérios específicos, pode contribuir para a manutenção da contaminação, dificultando o controle ou a eliminação. Recorrências de salmonelas paratíficas em lotes de frangos frequentemente direcionam a atenção ao manejo da cama de frango, mas que será ineficaz se for trabalhado isoladamente e não como uma parte dentro do programa de biossegurança que contempla os diversos fatores interligados. Aqui, abordamos a problemática de salmoneloses na cama de frangos de corte, com foco nas intervenções aplicadas no intervalo entre lotes. Os principais erros e acertos observados podem contribuir com o processo decisório para reduzir as salmoneloses e tornar o manejo mais efetivo no seu controle.

Salmonelas aviárias e cama de frango reutilizada

Pelo contato estreito com os frangos desde o alojamento dos pintinhos até o carregamento do lote para o abate, a cama acumula diversos tipos de resíduos da produção, como penas, restos de ração, insetos, excretas e secreções respiratórias. Isso contribui para estabelecer o diversificado microbioma da cama, que é influenciado pelo reuso entre lotes e pode atuar positivamente ou negativamente na saúde das aves, rendimento dos lotes e segurança da carne de frango. Tipicamente, a cama nova contém maiores níveis de bactérias ambientais, enquanto a cama usada apresenta níveis maiores de bactérias intestinais provenientes da deposição das excretas dos frangos (Cressmann et al., 2010). De modo geral, há menor carga de enterobactérias no alojamento dos pintinhos em cama reutilizada quando comparado ao momento do carregamento, resultado do acúmulo durante o período de criação. Notadamente, a média de enterobactérias na cama reduz linearmente ao longo

do reuso entre lotes sucessivos de frangos criados sobre a cama reutilizada (Figura 1).

Um estudo em granjas de frangos nos Estados Unidos sobre fatores de risco relacionados à probabilidade de detectar *Salmonella* em cama reutilizada, após o intervalo entre lotes, identificou maior número de variáveis significativas dentro das seguintes categorias: (1) entorno da granja, (2) tipo de galpão e suas condições gerais no momento do alojamento do lote, e (3) biossegurança. Com destaque, a probabilidade de detectar *Salmonella* na cama foi associada à reposição parcial nos pinteiros ou troca total por cama nova (Volkova et al., 2011). Nesse sentido, a experiência de extensionistas e veterinários sanitaristas brasileiros reporta redução do número de amostras de cama de frango positivas para salmonelas ao longo do reuso entre lotes e cujas camas passaram por algum tipo de intervenção para reduzir e/ou inativar patógenos residuais no período de vazio sanitário (Roll et al., 2011; Muniz et al., 2014). De fato, o microbioma de frangos criados em cama nova difere de frangos criados em cama reutilizada (Wang et al., 2016), e pode promover um ambiente competitivo que inibe a colonização intestinal por salmonelas. Isso foi relatado em frangos alojados sobre cama reutilizada, cuja colonização da mucosa ileal por *Clostridium* e *Salmonella* foi retardada em relação às aves alojadas sobre cama nova (Wei et al., 2013). Além disso, o alojamento sobre cama reutilizada entre lotes parece estimular a resposta imune humoral e a mediada por células quando comparado à criação de frangos em cama nova (Lee et al., 2013). Conjuntamente, são fatores que agregam vantagens competitivas no reuso da cama em relação à cama de único lote.

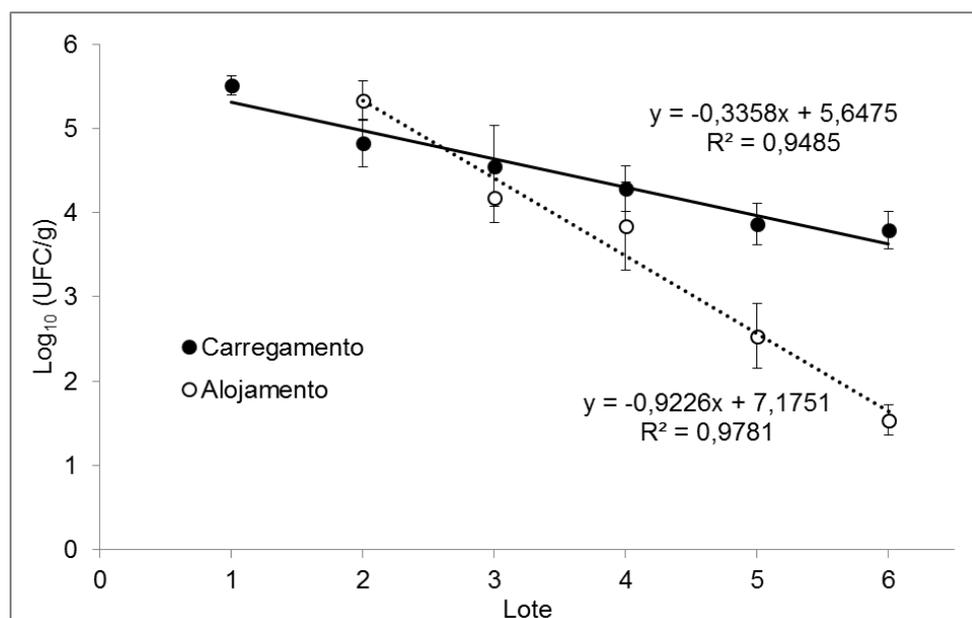


Figura 1. Média de enterobactérias (log₁₀ UFC/g) na cama reutilizada amostrada no alojamento e carregamento de frangos de corte ao longo de seis lotes sucessivos em granjas comerciais (Fonte: Voss-Rech et al., 2019).

Por outro lado, dados da monitoria regular de *Salmonella* em uma integração de frangos de corte no Brasil permitiram estimar que o reuso da cama por mais de seis lotes aumentou significativamente a probabilidade de detectar salmonelas (Machado Junior et al., 2020). Já um estudo conduzido no Sul do país mostrou que, uma vez havendo a detecção de salmonelas paratíficas na cama reutilizada que não passa por intervenção específica para inativação de patógenos residuais, são capazes de persistir e serem detectadas ao longo dos lotes subsequentes (Tabela 1). Notavelmente, durante esse estudo não houve detecção de salmonelas na cama reutilizada em 4 granjas avaliadas que operavam junto a duas empresas distintas, sugerindo que outros fatores de biossegurança não avaliados foram capazes de evitar a entrada da bactéria e sua detecção na cama (Tabela 1). Esses dados ressaltam que, sob a ótica das boas práticas de produção de frangos, o reuso da cama precisa considerar os riscos microbiológicos para os lotes subsequentes e para a segurança dos alimentos, estando atrelado ao uso de intervenções adequadas e tomada de decisão diante de recorrência de salmoneloses aviárias ou outro problema sanitário.

Tabela 1. Detecção de salmonelas paratíficas na cama de frango ao longo do reuso por 6 lotes no mesmo aviário^a. Fonte: Voss-Rech et al. (2019).

Aviário	Empresa	Lote positivo	<i>Salmonella</i> detectada
1	A	2°, 3°, 4°, 5°, 6°	S. Heidelberg
2	B	-	-
3	B	-	-
4	B	-	-
5	A	-	-
6	A	2°, 3°, 4°, 5°, 6°	S. Heidelberg
7	C	1°, 2°, 4°, 6°	S. Heidelberg
8	C	1°, 2°, 3°, 4°	S. Heidelberg
		6°	S. Mbandaka
9	C	1°	S. <i>enterica</i> O:4,5
		2°, 3°, 4°, 5°, 6°	S. Heidelberg

^aAnálises realizadas no alojamento e na saída de cada lote. Cama nova de todos os aviários testou negativa para *Salmonella* spp. no momento do alojamento do primeiro lote de frangos.

A partir da detecção de salmonelas aviárias na cama de frango, a tomada de decisão será norteadada conforme o sorotipo identificado. Lotes de frangos e perus de corte em estabelecimentos comerciais estão submetidos à monitoria regular de salmonelas, por meio da colheita de suabes de arrasto da cama antes do envio ao abate (Brasil, 2016). São previstas medidas sanitárias diante de positividade para *S. Gallinarum*, *S. Pullorum*, *S. Enteritidis*, *S. Typhimurium* e duas salmonelas monofásicas, que incluem a fermentação da cama antes de ser

removida do galpão para o descarte, nesse caso sem possibilidade de reuso entre lotes.

De fato, a fermentação mostrou-se uma intervenção efetiva na inativação de *S. Enteritidis* residual na cama de frango para descarte (Vaz et al., 2017). Todavia, outros sorotipos têm sido mais prevalentes nos suabes de arrasto colhidos no pré-abate, como é o caso de *S. Heidelberg* e *S. Minnesota* (Voss-Rech et al., 2015; Rodrigues et al., 2020; Maciel, 2021). Isso se reflete na contaminação detectada ao abate, onde estes também têm sido os sorotipos mais frequentemente identificados na monitoria de carcaças de aves nos estabelecimentos com SIF (Brasil, 2021). A recorrência de *S. Heidelberg* e *S. Minnesota* em suabes de arrasto evidencia que o manejo da cama nas granjas precisa considerar as diferenças entre salmonelas na escolha da intervenção mais adequada em cada situação. Diferenças de adaptação e resistência, como a capacidade de produzir biofilmes; baixa suscetibilidade a desinfetantes comuns (Melo et al., 2021); fatores de virulência específicos (Oladeinde et al., 2018); assim como criações de outras espécies de animais de produção no entorno da granja que atuam como fontes contínuas de disseminação fazem com que esses sorotipos tenham maior habilidade de persistir no ambiente, tornando as medidas de controle menos efetivas.

Intervenções na cama aplicadas no intervalo entre lotes

As intervenções na cama aplicadas no intervalo entre lotes devem, preferencialmente, proporcionar condições ideais de ambiência para o alojamento do lote subsequente, a ponto de mitigar estresse respiratório, lesões de pele e pés, e qualquer outra situação que desfavoreça o desempenho produtivo dos frangos. Por meio da modulação de fatores físico-químicos da cama, essas intervenções também podem promover condições desfavoráveis à sobrevivência de patógenos. Temperaturas de cama acima de 50 °C, mantida por pelo menos 24 h, são desejáveis para a inativação de patógenos, porém não são facilmente alcançadas pela maioria dos procedimentos usados nos galpões. À medida que a temperatura aumenta, há uma tendência de acidificação do pH. O pH adverso interfere no funcionamento de enzimas celulares e transporte de nutrientes para o interior da célula bacteriana. A maioria dos micro-organismos multiplica-se melhor em faixas de pH em torno de 7,0, sendo que as salmonelas toleram valores mínimos e máximos de 4,2 e 9,6, respectivamente, que podem ser modulados por meio de acidificação ou alcalinização da cama. Por outro lado, a capacidade da cama em absorver água tem relação com a manutenção de bactérias viáveis. Água é um fator essencial ao metabolismo celular, e por isso cama de frango com menor atividade de água apresenta menor carga de bactérias. A diminuição da umidade na cama do aviário aumenta a fase lag de crescimento das bactérias, reduzindo assim o tamanho da população bacteriana. Cabe notar que teores de umidade acima de 35% favorecem o aumento de

produção de amônia na cama, a qual dificulta a viabilidade de micro-organismos provavelmente por promover aumento do pH intracelular.

A Tabela 2 apresenta alguns dos métodos de intervenção mais comuns aplicados na cama no intervalo entre lotes, e cujos efeitos foram avaliados pela Embrapa Suínos e Aves sobre *S. Enteritidis* e *S. Heidelberg*, em estudos independentes entre si e que usaram cama artificialmente contaminada (10^9 UFC/m²). Ambos os estudos foram conduzidos em instalações experimentais divididas em boxes, sobre piso de concreto, utilizando camas de maravalha de terceiro ou sexto lote, procedentes de granjas comerciais de frangos e que testaram negativas para *Salmonella* spp., distribuídas com altura entre 10 e 12 cm em cada box. Uma gama de outras intervenções e outros produtos está disponível no mercado e se destinam ao tratamento e condicionamento da cama de frangos para o reuso entre lotes, porém não são abordados aqui.

As camas contaminadas com *S. Enteritidis* foram tratadas por meio de incorporação de cal virgem (CaO, 300 g/m²), enleiramento e cobertura plana com lona, pelo período de 12 dias, ao longo dos quais foram feitas colheitas regulares para análises laboratoriais. A contagem de *S. Enteritidis* foi abaixo do limite de detecção (100 UFC/g) a partir do 9º dia de tratamento, incluindo o grupo controle (cama não tratada). Entretanto, a bactéria foi detectada pelo método qualitativo, sendo somente eliminada ao 12º dia de tratamento (Figura 2). O enleiramento e a cobertura plana por lona atuaram mais rapidamente na inativação de *S. Enteritidis*, embora a adição de cal também tenha atingido a eliminação no 12º dia (Figura 2). As camas submetidas a esses dois primeiros apresentaram menores percentuais de matéria seca (entendida como o inverso da umidade) quando comparadas à aplicação de cal e ao controle, e essa diferença se acentuou com o passar do tempo.

Tabela 2. Intervenções analisadas para tratamento da cama reutilizada

Método	Procedimento realizado	Efeito geral desejado
Incorporação de cal virgem (CaO)	Remoção dos cascões, queima das penas superficiais e incorporação da cal no 10º ou 12º dia	Alcalinização e redução do teor de umidade
Enleiramento	Remoção dos cascões, queima das penas superficiais, formação da leira e cobertura por lona plástica impermeável do 1º ao 10º dia, seguido de redistribuição da pilha	Geração de calor
Cobertura plana com lona	Remoção dos cascões, queima das penas superficiais, umedecimento com água (1,5 L/m ²), cobertura com lona impermeável do 1º ao 10º ou 12º dia	Retenção de amônia

Cobertura plana com lona + adição de 600 g/m ² de cal virgem (CaO)	Umedecimento com água (1,5 L/m ²), cobertura com lona plástica impermeável do 1° ao 12° dia, seguido de incorporação da cal	Retenção de amônia, facilitação da volatilização, reduzir umidade, alcalinização
---	---	--

Enleiramento e cobertura plana por lona também apresentaram maiores valores de pH, com o pico ao redor de 9,5 no 9° dia. Já a cal, adicionada à cama no 10° dia, não resultou em elevação de pH entre os dias 9 e 12 da avaliação. A temperatura média, registrada automaticamente a cada 2 h nas camas, foi mais elevada no enleiramento em relação aos demais tratamentos (Figura 3), os quais apresentaram temperaturas próximas à do controle (cama não tratada). A temperatura média na cama enleirada ultrapassou 50 °C em menos de 24 h e manteve-se entre 55 e 60 °C até o dia 10, quando o empilhamento foi desfeito. A máxima temperatura registrada durante esse período no enleiramento foi 84,2 °C.

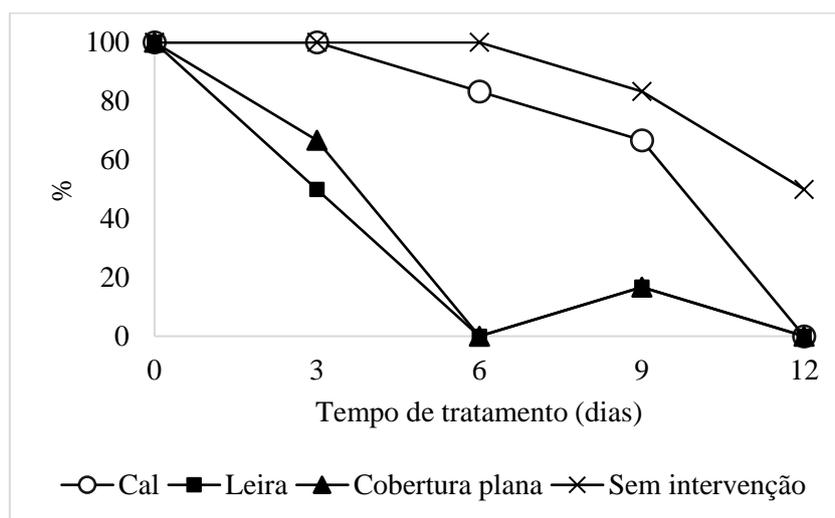


Figura 2. Frequência (%) de *Salmonella* Enteritidis em cama de frango reutilizada submetida a intervenções e amostrada nos dias 0, 3, 6, 9 e 12 de tratamento. Fonte: Vaz et al., 2017.

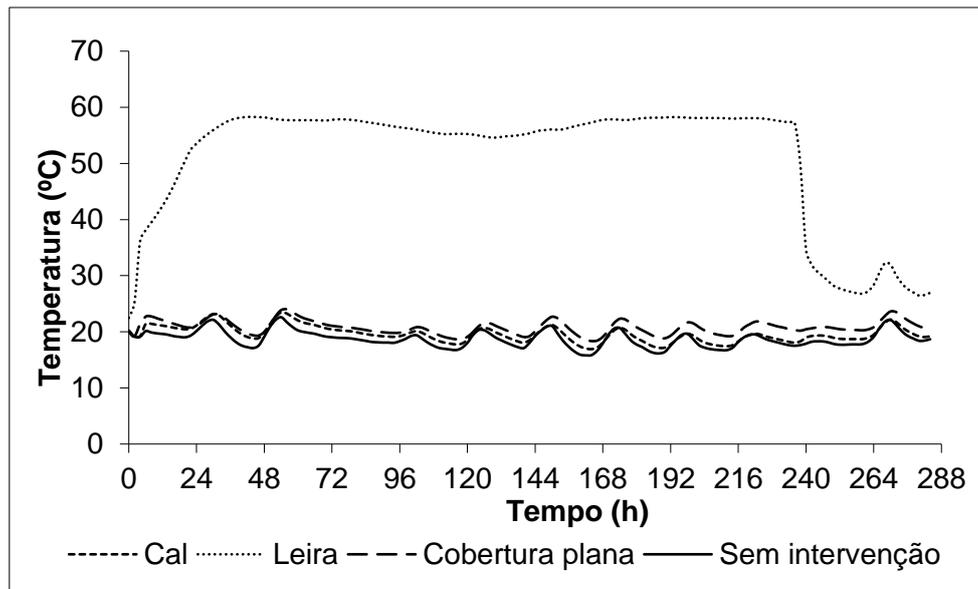


Figura 3. Temperatura média (°C) em cama de frango com *S. Enteritidis* de acordo com a intervenção aplicada ao longo de 12 dias. Fonte: Vaz et al. (2017).

Por sua vez, a cobertura plana com lona, incorporação de 600 g/m² de CaO, e cobertura plana com lona seguida da adição de 600 g/m² de CaO foram intervenções avaliadas sobre cama contaminada por *S. Heidelberg*. Os procedimentos foram executados por 14 dias, com colheitas regulares de amostras para análises laboratoriais. Imediatamente ao término desse período, foram alojados 5 pintos SPF (livres de patógenos específicos)/m² sobre as camas, que foram monitorados até a 5ª semana por meio de colheita de tecidos para detecção de *Salmonella* spp. Amostras da cama colhidas nos dias 0, 6, 12 e 14 de tratamento apresentaram níveis de *S. Heidelberg* abaixo do limite de detecção na análise quantitativa (100 UFC/g), mas cuja presença foi detectada em todas as colheitas pelo método qualitativo. Os frangos SPF alojados sobre as camas ao término das intervenções não apresentaram sinais clínicos ou inapetência, porém foram positivos para *S. Heidelberg* nos tecidos colhidos na primeira semana de alojamento sobre cama tratada pela cobertura plana, adição de cal e cobertura plana associada com adição de cal (Figura 4).

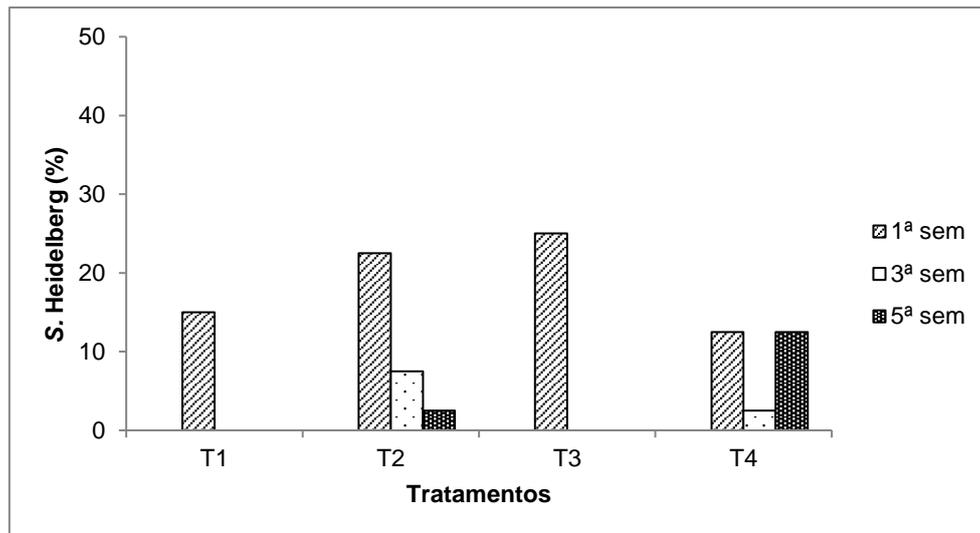


Figura 4. Frequência (%) de frangos detectados positivos entre a 1ª e 5ª semana de alojamento sobre cama com *S. Heidelberg* que foi submetida à cobertura plana com lona (T1), incorporação de 600 g/m² de cal virgem (T2), cobertura plana + 600 g/m² de cal virgem (T3) e sem intervenção (controle, T4). Fonte: Voss-Rech et al. (2017).

Notadamente, os tratamentos que envolveram a cobertura com lona plástica impermeável apresentaram maior conteúdo de amônia (N-NH₄⁺) (Tabela 3), e não houve detecção de aves positivas na 3ª e 5ª semana de alojamento (Figura 4). Esses dois tratamentos também apresentaram menores níveis de matéria seca (entendido como o inverso da umidade) (Tabela 3), uma vez que são adicionados de água no início do procedimento. Já a adição de cal no 12º dia promoveu aumento dos níveis de pH em relação à cobertura plana e o controle (Tabela 3), mas que não foi suficiente para a inativação de *S. Heidelberg*. As temperaturas registradas apresentaram amplitude de 12,6 a 25,1 °C, próximo à temperatura registrada na cama controle (sem intervenção).

Em ambos os estudos, a cal virgem foi aplicada no período correspondente a 2 dias antes do alojamento do lote subsequente, como previamente descrito (Dai Prá et al., 2009), e em concentrações que mostraram-se efetivas na redução do número mais provável (NMP) de *Salmonella* spp. em cama de frango (Dai Prá et al., 2009). Embora as faixas de pH tenham sido semelhantes no 12º dia de tratamento, foi aqui possível detectar qualitativamente *S. Heidelberg*. Algumas alternativas têm sido propostas para melhorar o efeito dessas intervenções sobre *S. Heidelberg*. Em condições experimentais, Mendonça et al. (2020) relatam a inativação de *S. Heidelberg* em cama de frango coberta por lona plástica impermeável que teve influxo de gás amônia por 48 h.

Tabela 3. Valores médios (\pm erros-padrão) de matéria seca, teor de amônia e pH em cama de frango com *S. Heidelberg* submetida a diferentes intervenções. Fonte: Voss-Rech et al. (2017).

Tempo de tratamento (dias)	Intervenção				Pr>F
	Cobertura plana com lona	Cal (600 g/m ²)	Cobertura plana + Cal (600 g/m ²)	Sem intervenção	
Matéria seca (%)					
0	73,10 \pm 0,66 b	79,52 \pm 0,38 a	73,24 \pm 0,70 b	78,91 \pm 0,51 a	<0,0001
6	72,16 \pm 0,73 b	82,94 \pm 0,44 a	71,57 \pm 0,97 b	82,68 \pm 0,25 a	<0,0001
12	73,96 \pm 0,65 b	82,45 \pm 0,33 a	73,61 \pm 0,46 b	81,13 \pm 0,38 a	<0,0001
14	74,33 \pm 0,26 c	81,86 \pm 0,35 a	74,96 \pm 0,37 c	80,87 \pm 0,27 b	<0,0001
Teor de amônia (mg/Kg)					
0	1520 \pm 60 bc	1483 \pm 60 c	1646 \pm 47 ab	1705 \pm 52 a	0,0221
6	2767 \pm 170 a	1256 \pm 68 b	2751 \pm 176 a	1319 \pm 68 b	<0,0001
12	2828 \pm 163 a	1218 \pm 25 b	2541 \pm 122 a	1455 \pm 106 b	<0,0001
14	2178 \pm 94 a	1053 \pm 25 c	1742 \pm 127 b	1175 \pm 26 c	<0,0001
pH					
0	8,690 \pm 0,026	8,558 \pm 0,046	8,545 \pm 0,027	8,563 \pm 0,060	0,1901
6	8,693 \pm 0,095	8,593 \pm 0,027	8,695 \pm 0,057	8,585 \pm 0,043	0,2776
12	8,858 \pm 0,013 c	10,01 \pm 0,06 a	9,423 \pm 0,067 b	8,530 \pm 0,052 d	<0,0001
14	8,825 \pm 0,009 b	9,275 \pm 0,063 a	9,303 \pm 0,036 a	8,488 \pm 0,074 c	<0,0001

Médias seguidas por letras distintas nas linhas diferem significativamente pelo teste t ($p \leq 0,05$)

Considerações finais

A avaliação de estabelecimentos de frangos de corte regularmente monitorados para salmonelas no estado de Santa Catarina permitiu associar (1) a capacidade de alojamento acima de 50 mil aves, (2) galpões com mais de 10 anos, e (3) mais do que três pessoas trabalhando na granja como fatores de risco para a detecção dessa bactéria (Maciel, 2021). Esses fatores parecem predispor a maior chance de falhas nos procedimentos de biosseguridade, ressaltando sua importância na prevenção das salmoneloses (Maciel, 2021). De fato, o programa de biosseguridade da granja é um ponto principal e que deve abranger o manejo da cama reutilizada no intervalo entre lotes. Frequentemente os avicultores conseguem eliminar salmonelas paratíficas da cama de frango, mas que retorna em lotes subsequentes especialmente nas propriedades com outras criações no entorno ou com dificuldades no controle de vetores,

notadamente cascudinhos e roedores. Nesse caso, a gestão das salmoneloses somente será efetiva se considerar todos os elos envolvidos, e não a cama como um fator isolado.

Um outro fator seguidamente presenciado é o tempo de intervalo entre lotes. Esse é o momento em que são aplicadas intervenções para reduzir/eliminar patógenos na cama e realizar o manejo de cascudinhos, interferindo diretamente na saúde avícola. Um modelo canadense de transmissão intra-lote de *S. Heidelberg* considerou que o aumento de 14 para 21 dias no intervalo entre lotes teve pouco efeito na prevalência e concentração da bactéria no pré-abate. Porém, limpeza e desinfecção realizadas entre lotes tiveram notável redução na sua prevalência (Collineau et al., 2020). A ausência ou pequeno intervalo de vazio sanitário entre lotes não foram identificados como fatores de risco associados à presença de salmonelas em granjas de frangos em Santa Catarina (Maciel, 2021). Todavia, a completa eliminação de *S. Enteritidis* em cama de frango somente foi conseguida aos 12 dias de tratamento (Figura 2), sugerindo que intervalos insuficientes podem prejudicar a eficiência da intervenção aplicada na cama. Logicamente, o tempo de vazio entre lotes depende de alcançar um consenso entre a pressão de alojamento e o intervalo idealmente recomendado pelo médico veterinário sanitário.

Talvez a principal dificuldade prática seja a escolha da intervenção a ser aplicada. O avicultor deve seguir as orientações preconizadas pela empresa e, no caso das salmonelas previstas pela fiscalização, usar o método recomendado ou reconhecido pelo serviço veterinário oficial antes do descarte da cama. A recorrente detecção de *S. Heidelberg* e *S. Minnesota* reforça a necessidade de acompanhar o resultado das monitorias regulares para assim identificar o método mais adequado de enfrentamento em cada situação. Entretanto, nada disso será possível se o avicultor ou o técnico encarregado na granja não souber como aplicar o método. Seguidamente nos deparamos com pessoas que recebem a orientação sobre o método mais adequado, porém não sabem como aplicá-lo corretamente no galpão.

Finalmente, é preciso encontrar um balanço entre o número de lotes criados na cama reutilizada e o menor risco para a saúde avícola. O reuso da cama tem sido praticado por mais de 2 anos (Machado Junior et al., 2020), considerando que reduz a detecção de salmonelas ao longo do tempo. Entretanto, a aparente adaptação de sorotipos de *Salmonella* ao ambiente e a presença de outras fontes de contaminação nas granjas parecem influenciar a sua persistência na cama reutilizada. Atualmente, problemas recorrentes de colibacilose em lotes comerciais de frangos de corte, com aumento expressivo de condenações ao abate por aerossaculite, reforçam que os demais desafios sanitários precisam ser considerados na tomada de decisão. Cada granja precisa ser avaliada individualmente, considerando sua situação e os desafios para assim identificar assertivamente as intervenções mais adequadas.

Referências bibliográficas

- Brasil. (2016). Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. Instrução Normativa nº 20, de 21 de outubro de 2016.
- Brasil. (2021). Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Departamento de Inspeção de Produtos de Origem Animal. Anuário dos programas de controle de alimentos de origem animal do DIPOA, volume 7, 2021. Brasília, DF: Secretaria de Defesa Agropecuária. 46 p.
- Collineau, L.; Phillips, C.; Chapman, B.; Agunos, A.; Carson, C.; Fazil, A.; et al. (2020). A within-flock model of *Salmonella* Heidelberg transmission in broiler chickens. *Prev. Vet. Med.* 174, 104823.
- Cressman, M. D.; Yu, Z.; Nelson, M. C.; Moeller, S. J.; Lilburn, M. S.; Zerby, H. N. (2010). Interrelations between the microbiotas in the litter and in the intestines of commercial broiler chickens. *Appl. Environ. Microbiol.* 76, 6572-6582.
- Dai Prá, M. A.; Corrêa, E. K.; Roll, V. F.; Xavier, E. G.; Lopes, D. C. N.; Lourenço, F. F.; et al. (2009). Uso de cal virgem para o controle de *Salmonella* spp. e *Clostridium* spp. em camas de aviário. *Cienc. Rural* 39, 1189-1194.
- Lee, K. W.; Lillehoj, H. S.; Jang, S. I.; Lee, S. H.; Bautista, D. A.; Siragusa, G. R. (2013). Effect of *Bacillus subtilis*-based direct-fed microbials on immune status in broiler chickens raised on fresh or used litter. *Asian-Australas. J. Anim. Sci.* 26, 1592-1597.
- Maciel, P. B. (2021). Avaliação e atribuição de fatores de risco da presença de *Salmonella* spp. em estabelecimentos de frangos de corte no estado de Santa Catarina. Tese. Programa de Pós-graduação em Epidemiologia Experimental aplicada às Zoonoses. Universidade de São Paulo.
- Machado Junior, P. C.; Chung, C.; Hagerman, A. (2020). Modeling *Salmonella* spread in broiler production: Identifying determinants and control strategies. *Front. Vet. Sci.* 7, 564.
- Mendonça, B. S.; de Oliveira, W. R.; Pereira, R. S.; Santos L. R.; Rodrigues, L. B.; Dickel, E. L.; et al. (2020). Research note: The use of ammonia gas for *Salmonella* control in poultry litters. *Poult. Sci.* 100, 314-318.
- Melo, R. T.; Galvão, N. N.; Guidotti-Takeuchi, M.; Peres, P. A. B. M.; Fonseca, B. B.; Profeta, R.; et al. (2021). Molecular characterization and survive abilities of *Salmonella* Heidelberg strains of poultry origin in Brazil. *Front. Microbiol.* 12, 674147.
- Muniz, E.; Mesa, D.; Cuaspa, R.; Souza, A. M.; Santin, E. (2014). Presence of *Salmonella* spp. in reused broiler litter. *Rev. Colomb. Cienc. Pecu.* 27:12–17.
- Rodrigues, I. B. B. E.; Silva, R. L.; Menezes, J.; Machado, S. C. A., Rodrigues, D. P.; Pomba, C.; et al. (2020). High prevalence of multidrug-resistant nontyphoidal *Salmonella* recovered from broiler chickens and chicken carcasses in Brazil. *Braz. J. Poult. Sci.* eRBCA-2019-1206.
- Roll, V. F. B.; Dai Prá, M. A.; Roll, A. P. (2011). Research on *Salmonella* in broiler litter reused for up to 14 consecutive flocks. *Poult. Sci.* 90, 2257-2262.

Vaz, C. S. L.; Voss-Rech; D., de Avila, V. S.; Coldebella, A.; Silva, V. S. (2017). Interventions to reduce the bacterial load in recycled broiler litter. *Poult. Sci.* 96, 2587-2594.

Volkova, V. V.; Wills, R. W.; Hubbard, S. A.; Magee, D. L.; Byrd, J. A.; Bailey, R. H. (2011). Risk factors associated with detection of *Salmonella* in broiler litter at the time of new flock placement. *Zoonoses Public Health.* 58, 158–168.

Voss-Rech, D.; Vaz, C. S. L.; Alves, L.; Coldebella, A.; Leao, J. A.; Rodrigues, D. P., et al. (2015). A temporal study of *Salmonella* enterica serotypes from broiler farms in Brazil. *Poult. Sci.* 94, 433–441.

Voss-Rech, D.; Kramer, B.; Silva, V. S.; Rebelatto, R.; Abreu, P. G.; Coldebella, A.; et al. (2019). Longitudinal study reveals persistent environmental *Salmonella* Heidelberg in Brazilian broiler farms. *Vet. Microbiol.* 233, 118-123.

Voss-Rech, D.; Trevisol, I. M.; Brentano, L.; Silva, V. S.; Rebelatto, R.; Jaenisch, F. R. F.; et al. (2017). Impact of treatments for recycled broiler litter on the viability and infectivity of microorganisms. *Vet. Microbiol.* 203, 308-314.

Wang, L.; Lilburn, M.; Yu, Z. (2016). Intestinal microbiota of broiler chickens as affected by litter management regimens. *Front. Microbiol.* 7,593.

Wei, S.; Gutek, A.; Lilburn, M.; Yu, Z. (2013). Abundance of pathogens in the gut and litter of broiler chickens as affected by bacitracin and litter management. *Vet. Microbiol.* 166, 595–601.