



**UNIVERSIDADE FEDERAL
DE SANTA CATARINA**

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas

**EFEITO DA FERMENTAÇÃO DA CAMA DE AVIÁRIO NA
QUALIDADE DA CAMA, NA AMBIÊNCIA E NO
DESENVOLVIMENTO DE PODODERMATITES
EM FRANGOS DE CORTE**

RICARDO SANT'ANNA MARTINS

Florianópolis
2013

RICARDO SANT'ANNA MARTINS

**EFEITO DA FERMENTAÇÃO DA CAMA DE AVIÁRIO NA
QUALIDADE DA CAMA, NA AMBIÊNCIA E NO
DESENVOLVIMENTO DE PODODERMATITES
EM FRANGOS DE CORTE**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do Grau de Mestre em Agroecossistemas.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Maria José Hötzel

Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Rosangela Poletto Cattani

Florianópolis
2013

Ricardo Sant'Anna Martins

**EFEITO DA FERMENTAÇÃO DA CAMA DE AVIÁRIO NA
QUALIDADE DA CAMA, NA AMBIÊNCIA E NO
DESENVOLVIMENTO DE PODODERMATITES
EM FRANGOS DE CORTE**

Dissertação julgada adequada, em 28 de Fevereiro de 2013, e aprovada em sua forma final, pelo Orientador e pelos Membros da Banca Examinadora, para obtenção do Título de Mestre em Agroecossistemas, área de concentração **Agroecologia**, linha de pesquisa **Etologia e Bem-estar Animal** no Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas, Centro de Ciências Agrárias/UFSC.

Prof^ª. Dr^ª. Maria José Hötzel
Orientadora

Prof^ª. Dr^ª. Rosangela Poletto Cattani
Co-orientadora

Prof. Dr. Ademir Antônio Cazella
Coordenador do Programa

Banca Examinadora:

Prof^ª. Dr^ª. Maria José Hötzel (Presidente/Orientadora)
Prof. Dr. Admir José Giachini (Titular/UFSC)
Prof^ª. Dr^ª. Denise Pereira Leme (Titular/UFSC)
Prof. Dr. Fabiano Dahlke (Externo/UFSC)

Florianópolis, 28 de Fevereiro de 2013

*A Deus, pela vida, por todas as
oportunidades e desafios, e por estar
sempre presente me iluminando e me
guiando.*

*Aos meus pais e aos meus irmãos, pelo
carinho, pelo incentivo e pelo apoio em
todos os momentos.*

*A Elaine, por seu amor verdadeiro e por
servir de inspiração em minhas
conquistas*

*E ao Pedro, meu querido filho, que em
breve estará lendo este trabalho.*

AGRADECIMENTOS

O autor agradece à UFSC, na figura do Centro de Ciências Agrárias e do Curso de Agronomia, pela formação em nível de graduação e mestrado; à empresa Tyson do Brasil Alimentos pela oportunidade de permitir a realização e a publicação deste trabalho; à CAPES e ao REUNI pelo financiamento da bolsa de estudos para a realização do mestrado; aos colegas e aos bolsistas do Laboratório de Etologia Aplicada/LETA e ao Laboratório de Solos da Universidade Federal de Santa Catarina pelo suporte a este trabalho; ao Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas/UFSC e aos meus colegas de turma pelo companheirismo durante o período de mestrado; e à banca examinadora pela colaboração na correção deste trabalho.

Agradecimentos especiais: à orientadora deste trabalho, Professora Maria José Hötzel, e à co-orientadora, Professora Rosângela Poletto Cattani que com todo o seu apoio, confiança e amizade me incentivaram na superação desse desafio e contribuíram para o meu crescimento pessoal e profissional; ao presidente e ao gerente da Tyson do Brasil Alimentos, Vitor Hugo Brandalise e Wilson Belavicqua por permitirem a realização deste trabalho; ao Engenheiro Agrônomo da empresa, Rafael Knabben pelo suporte na realização deste trabalho; a Heloise Peterle pela realização das análises microbiológicas e a todos os demais integrantes da equipe técnica da empresa envolvidos neste trabalho; à Família Heckel, em especial ao avicultor Marcos Heckel, por ter permitido e colaborado com a realização deste trabalho em seus aviários; ao Professor Gustavo Brunetto por ter cedido espaço em seu laboratório para as análises das amostras; à Sra. Marlene Silveira, secretária do Programa de Pós-Graduação em Agroecossistemas; aos meus pais pelo incentivo incondicional, aos meus irmãos e aos meus familiares; a Elaine Virmond por seu amor, orientação e companheirismo e ao meu filho Pedro, a quem dedico este trabalho.

RESUMO

A principal função da fermentação da cama de aviário é propiciar condições microbiológicas adequadas para a sua reutilização. Entretanto, os diferentes tratamentos de fermentação da cama também podem alterar as características físico-químicas do material. Essas, por sua vez, podem contribuir para uma maior volatilização de amônia (NH_3) e para o desenvolvimento de pododermatites de contato (PDD) e de lesões de joelho (tibiatarso-metatarso) nos frangos. Com isso, o objetivo deste estudo foi avaliar a influência de dois tratamentos de fermentação da cama de aviário reutilizada, (a) sem cobertura e (b) com cobertura de lona plástica de PVC, sobre a carga microbiológica, a qualidade da cama e do ambiente, bem como a incidência e a severidade de PDD e de lesões de joelho em frangos de corte. Os dados foram analisados utilizando-se modelo misto de medidas repetidas de dia, com efeitos principais e interação de tratamento e dia, aviário aninhado em tratamento e bloco (idade da cama). O estudo foi dividido em duas etapas, sendo a primeira etapa realizada no período de intervalo entre os lotes e a segunda etapa durante o período de criação dos frangos (1, 7, 14 e 21 dias). No dia 8 da fermentação, o tratamento da cama com cobertura apresentou pH e teor de amônia maiores do que o tratamento sem cobertura ($P < 0,05$), no entanto, não foi mais efetivo na redução da carga microbiológica do que o tratamento sem cobertura ($P > 0,05$). Na etapa 2, a NH_3 liberada pela cama e volatilizada para o ambiente foi maior no tratamento com cobertura na primeira semana ($P < 0,05$), enquanto o teor de umidade da cama não diferiu entre os tratamentos de fermentação durante as 3 semanas de avaliação ($P > 0,05$). Não houve diferença significativa entre os tratamentos de fermentação na incidência e na severidade de PDD aos dias 7, 14 e 21 de criação ($P > 0,05$). Nenhum dos frangos apresentou lesões de joelho durante o período de avaliação. Houve correlação positiva entre PDD (escore 3) e umidade da cama ($r^2 = 0,50$, $P < 0,01$) e entre PDD (escore 3) e idade dos frangos ($r^2 = 0,61$, $P < 0,01$). Conclui-se que ambos os tratamentos de fermentação foram efetivos na redução da carga microbiológica de camas reutilizadas. Entretanto, a fermentação com cobertura plástica de PVC pode ser dispensado devido aos efeitos indesejáveis de acúmulo e volatilização de amônia. O desenvolvimento de PDD não foi afetado pelos tratamentos de fermentação no período de três semanas de criação.

Palavras-chave: amônia, cama de aviário, frangos de corte, pododermatites de contato.

ABSTRACT

Composting built up broiler litter aims to control microbiological conditions to raise multiple flocks. However, the different methods of in-house composting may also modify physicochemical properties of the litter, thus promoting the development of foot pad dermatitis (FPD) and hock burn (HB), and negatively affecting in-house environmental conditions. The aims of this experiment were to evaluate the effects of two methods of composting built up broiler litter on its quality (pH, moisture content and NH_3 released from the litter), microbial levels (bacteria and fungi), NH_3 volatilization and incidence and severity of FPD and HB in broilers. The two windrow methods of composting built up broiler litter studied were a) with and b) without PVC plastic cover. Data were analyzed using a repeated measurements of day, and the model included terms for the fixed effects of litter composting treatments, broiler age, days, house, block and their interactions. The study was divided into two steps. The first step was carried out on birds' downtime (litter was composted for 8 days) and the second step during the birds raising (1, 7, 14 and 21 of flock age). On day 8 (step 1), the covered litter treatment presented a higher content of NH_3 released ($P < 0.05$), whereas no differences were detected between the composting methods on the reduction of microbial levels ($P > 0.05$). On chicks' placement (second step), ammonia released from litter and NH_3 volatilization were higher in the covered litter treatment ($P < 0.05$). There were no differences between the litter composting methods on the incidence and severity of FPD of all birds examined on days 7, 14 and 21 ($P > 0.05$). No signs of HB were found in any bird throughout the trials. Positive correlations of FPD with litter moisture content ($r^2 = 0.50$) and broiler age ($r^2 = 0.61$) were also observed ($P < 0.01$). Both methods of litter composting were effective in reducing microbial levels, however, the covered litter treatment may not be required when considering the harmful effects of ammonia volatilization on birds. Development of FPD was not affected by the litter composting methods.

Keywords: ammonia, built up broiler litter, broiler, foot pad dermatitis

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	25
1.1 PANORAMA DA AVICULTURA NO BRASIL.....	25
2 REVISÃO DA LITERATURA	28
2.1 CAMA DE AVIÁRIO, REUTILIZAÇÃO E TRATAMENTO	28
2.1.1 A CAMA DE AVIÁRIO	28
2.1.2 CARACTERIZAÇÃO MICROBIOLÓGICA DA CAMA	29
2.1.3 REUTILIZAÇÃO DA CAMA	30
2.1.4 MÉTODOS DE TRATAMENTO DA CAMA	31
2.1.4.1 Método químico de tratamento da cama	31
2.1.4.2 Método biológico de tratamento da cama	32
2.1.4.3 Parâmetros físico-químicos e microbiológicos do tratamento biológico.....	34
2.2 AMBIÊNCIA E BEM-ESTAR.....	36
2.3 PODODERMATITE DE CONTATO (PDD) EM FRANGOS DE CORTE	39
2.3.1 ASPECTOS DE BEM-ESTAR ANIMAL E ECONÔMICOS DECORRENTES DE PDD.....	40
2.3.2 INFLUÊNCIA DE FATORES AMBIENTAIS NO DESENVOLVIMENTO DE PDD	41
2.3.3 INFLUÊNCIA DO SEXO E DO PESO NO DESENVOLVIMENTO DE PDD.....	42
2.3.4 INFLUÊNCIA DA DIETA NO DESENVOLVIMENTO DE PDD	42
3 OBJETIVO GERAL	44
3.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS – ETAPAS 1 E 2	44
4 MATERIAL E MÉTODOS.....	46
4.1 PLANEJAMENTO EXPERIMENTAL	46
4.2 IDADE E HISTÓRICO DAS CAMAS REUTILIZADAS	46
4.3 MÉTODOS DE TRATAMENTO DE FERMENTAÇÃO DA CAMA.....	46
4.4 ETAPA 1 – PERÍODO DE FERMENTAÇÃO DA CAMA.....	48
4.4.1 METODOLOGIA DE AVALIAÇÃO DA QUALIDADE DA FERMENTAÇÃO DA CAMA POR MEIO DE PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS	48
4.4.1.1 Procedimento de amostragem da cama durante a fermentação	49
4.4.1.2 Determinação do pH da cama	50

4.4.1.3	Determinação da umidade da cama	50
4.4.1.4	Determinação de amônia liberada pela cama.....	50
4.4.2	METODOLOGIA DE DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DA CAMA.....	51
4.4.2.1	Determinação de carbono, hidrogênio e nitrogênio	51
4.4.3	METODOLOGIA DE AVALIAÇÃO DA QUALIDADE DA FERMENTAÇÃO DA CAMA POR MEIO DE PARÂMETROS MICROBIOLÓGICOS.....	52
4.4.3.1	Contagem de bactérias aeróbias mesófilas	52
4.4.3.2	Contagem de fungos	52
4.4.3.3	Pesquisa de Salmonella spp.	53
4.4.4	TEMPERATURA DE FERMENTAÇÃO DA CAMA	53
4.4.4.1	Medida da temperatura de fermentação.....	53
4.5	CONTAGEM DE COLIFORMES TOTAIS AOS 14 DIAS DE CRIAÇÃO....	53
4.6	ETAPA 2 – PERÍODO DE CRIAÇÃO DOS FRANGOS (1, 7, 14 E 21 DIAS)	54
4.6.1	PROCEDIMENTO DE AMOSTRAGEM DA CAMA DURANTE O PERÍODO DE CRIAÇÃO	54
4.6.2	MANEJO DE CAMA DURANTE O PERÍODO DE CRIAÇÃO	55
4.6.3	METODOLOGIA DE AVALIAÇÃO DA QUALIDADE DA CAMA, DE AMÔNIA NO AMBIENTE E DE CLASSIFICAÇÃO DE PODODERMATITES DE CONTATO	55
4.6.3.1	Determinação do pH, umidade e amônia liberada pela cama ..	55
4.6.3.2	Determinação de amônia (ppm) volatilizada no ambiente.....	55
4.6.3.3	Avaliação e classificação de pododermatites de contato (PDD)	56
5	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	58
6	RESULTADOS, DISCUSSÃO E CONCLUSÃO –	
ETAPA 1.....		59
6.1	RESULTADOS - ETAPA 1	59
6.1.1	PERÍODO DE FERMENTAÇÃO	59
6.1.1.1	Análise e composição físico-química das amostras de cama...	59
6.1.1.2	Análise microbiológica das amostras de cama	60
6.1.1.3	Temperatura de fermentação da cama	61
6.1.2	ANÁLISE DE COLIFORMES TOTAIS DAS AMOSTRAS DE CAMA AOS 14 DIAS DE CRIAÇÃO	62
6.2	DISCUSSÃO – ETAPA 1.....	63
6.3	CONCLUSÃO – ETAPA 1.....	65

7 RESULTADOS, DISCUSSÃO E CONCLUSÃO – ETAPA 2	66
7.1 RESULTADOS - ETAPA 2	66
7.1.1 PERÍODO DE CRIAÇÃO DOS FRANGOS – 1, 7, 14 E 21 DIAS	66
7.1.1.1 Análise físico-química das amostras de cama.....	66
7.1.1.2 Amônia (NH ₃) volatilizada no ambiente dos aviários.....	67
7.1.1.3 Incidência e severidade de lesões de pé (PDD) e de joelho	68
7.1.1.4 Peso dos frangos e mortalidade	69
7.1.1.5 Temperatura externa (ambiente) e interna dos aviários	70
7.1.1.6 Análise de regressão linear múltipla para PDD de escore 3	70
7.2 DISCUSSÃO – ETAPA 2.....	71
7.3 CONCLUSÃO – ETAPA 2.....	73
8 CONSIDERAÇÕES FINAIS	74
9 REFERÊNCIAS	75
ANEXO - INFORMAÇÕES ADICIONAIS	85

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Projeções para a produção de carnes no Brasil. Fonte: BRASIL (2011).....	25
Figura 2: Método de tratamento químico da cama por meio da adição de cal. Fonte: SILVA <i>et al.</i> (2007).....	31
Figura 3: Métodos biológicos de tratamentos de cama. (a) Fermentação em leira sem cobertura; (b) Fermentação em leira com cobertura de lona plástica de PVC; (c) Fermentação plana com cobertura. Fonte: (a, b) (MARTINS <i>et al.</i> , 2013); (c) (SILVA <i>et al.</i> , 2007)	33
Figura 4: Lesões de pé ou pododermatite de contato (PDD) em frangos de corte aos 21 dias de idade. Fonte: MARTINS <i>et al.</i> , (2013)	39
Figura 5: Sequência de preparação das leiras nos tratamentos de fermentação da cama com e sem cobertura. (a) Remoção das crostas de cama compactadas dos lotes anteriores, (b) trituração da cama remanescente com máquina de mexer cama, (c) fermentação em leira sem cobertura e (d) fermentação em leira com cobertura de lona plástica de PVC (espessura de 150 micras). Ambos os métodos de fermentação foram conduzidos no interior dos aviários e com a umidade natural da cama	47
Figura 6: Esquema do desenho experimental dos aviários que tiveram as camas fermentadas sem cobertura (a) e com cobertura (b). O bloco 1 equivalente a cama com 12 criadas foi conduzido no período de Fevereiro a Abril; bloco 2 com cama de 13 criadas no período de Abril a Junho, e o bloco 3, com cama de 14 criadas no período de Junho a Agosto de 2012. Os efeitos de cada aviário e de cada bloco (ou idade da cama) foram considerados nas análises estatísticas.....	48
Figura 7: Procedimento de amostragem e coleta da cama (30 cm) na leira de fermentação conforme metodologia adaptada de Silva <i>et al.</i> (2007).....	49
Figura 8: Frascos de vidro contendo 100 gramas de cama de aviário e 10 mL de solução fixadora de ácido bórico para incubação e posterior determinação de amônia liberada pela cama.....	51
Figura 9: Procedimento de amostragem e coleta da cama em zigue-zague durante o período de criação dos frangos conforme metodologia proposta por Goan e Walker (2000).....	54
Figura 10: Aparelho medidor de amônia (NH ₃) no ambiente posicionado na altura dos frangos	56

Figura 11: Chapas de <i>eucatex</i> utilizadas para a captura dos frangos durante a avaliação de pododermatites	56
Figura 12: Escores de classificação para lesões de pé (a) e de joelho (tibiatarso-metatarso) (b) em frangos de corte. Fonte: WQAPP (2009) 57	57
Figura 13: Médias de temperatura atingidas durante a fermentação das camas com e sem cobertura (temperaturas a 30 cm de profundidade da leira; registro de temperatura da cama realizado no bloco 1	61
Figura 14: Imagem termográfica (infravermelha) da cama durante o processo de fermentação. (a) Perfil de temperatura obtido na superfície da leira de fermentação, e (b) perfil de temperatura obtido a uma profundidade de aproximadamente 30 cm da leira de fermentação	62
Figura 15: Concentração de NH ₃ (ppm) volatilizada no ambiente dos aviários relativa aos tratamentos de fermentação sem cobertura e com cobertura nos dias 1, 7, 14 e 21 de criação dos frangos; ^{a,b} Médias com letras diferentes diferem significativamente, $P < 0,05$. Tratamento de fermentação × dia de criação (idade dos frangos).....	67
Figura 16: Média de peso semanal dos frangos que foram alojados sobre camas reutilizadas (idade de 12 a 14 criadas) fermentadas com e sem cobertura de lona de PVC. A pesagem dos frangos foi realizada no dia da avaliação de pododermatites. Tratamento de fermentação × dia de criação (idade dos frangos) $P < 0,05$; * ns = não significativo	69

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Binômio tempo-temperatura requerido para a eliminação de bactérias patogênicas (mesófilas) de origem alimentar.....	35
Tabela 2: Efeito das diferentes concentrações de amônia (ppm) na sanidade, no desempenho zootécnico e no bem-estar de frangos de corte	37
Tabela 3: Limites de referência para poluentes atmosféricos e qualidade do ar em instalações para frangos de corte.....	38
Tabela 4: Perfil físico-químico e microbiológico das amostras de camas reutilizadas (idade de 12 a 14 criadas) no dia inicial (dia 1) e no dia final (dia 8) de fermentação nos tratamentos com e sem cobertura de lona de PVC.....	59
Tabela 5: Caracterização físico-química das amostras de cama reutilizada nos tratamentos de fermentação com e sem cobertura de lona de PVC.....	60
Tabela 6: Contagem de coliformes totais aos 14 dias de idade dos frangos em camas reutilizadas que foram fermentadas com e sem cobertura de lona de PVC.....	62
Tabela 7: Perfil físico-químico de camas reutilizadas (idade de 12 a 14 criadas) em camas fermentadas com e sem cobertura durante as três primeiras semanas de criação dos frangos	66
Tabela 8: Incidência e severidade de lesões de pé (PDD) em frangos de corte com idade de 7, 14 e 21 dias alojados sobre camas reutilizadas (idade de 12 a 14 criadas) fermentadas com e sem cobertura de lona de PVC.....	68
Tabela 9: Média de temperaturas externa (ambiente) e interna dos aviários que tiveram as camas fermentadas com e sem cobertura	70
Tabela 10: Índice de pés aproveitados e condenados e mortalidade dos frangos alojados sobre camas fermentadas com e sem cobertura	86

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ABNT	Associação Brasileira de Normas Técnicas
AOAC	<i>Association of Official Analytical Chemists</i>
DBO	Demanda Bioquímica de Oxigênio
CAPES	Coordenadoria de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior
C/N	Relação Carbono/Nitrogênio
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
US EPA	<i>United States Environmental Protection Agency</i>
FAS/USDA	<i>The Foreign Agricultural Service/United States Department of Agriculture</i>
ICEPA	Instituto de Planejamento e Economia Agrícola de Santa Catarina
MAPA	Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento
PDD	Pododermatite de contato
pH	Potencial hidrogeniônico
PGA	Programa de Pós Graduação em Agroecossistemas
PPM	Partes por milhão
UBA	União Brasileira de Avicultura
UFC	Unidades formadoras de colônias
WQAPP	<i>Welfare Quality Assessment Protocol for Poultry</i>

1 INTRODUÇÃO

1.1 PANORAMA DA AVICULTURA NO BRASIL

A avicultura brasileira, considerada uma das mais modernas do mundo, representa 1,5% do Produto Interno Bruto (PIB) nacional gerando 4,5 milhões de empregos diretos e indiretos e mais de 7 bilhões de reais em exportações (UBA, 2011). O Brasil é líder mundial em exportações de carne de frango e o terceiro maior produtor (FAS/USDA, 2012). Cerca de 30% do total de carne de frango produzido no país, é exportado para um mercado que envolve cerca de 158 países (UBA, 2011). O Estado de Santa Catarina se destaca na atividade com aproximadamente 14% da produção nacional e 26% das exportações brasileiras (ICEPA, 2010). Seguindo esse cenário, o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (BRASIL, 2011) projeta um crescimento anual de 4,2% da produção de carne de frango até o ano de 2021/2022 (Figura 1).

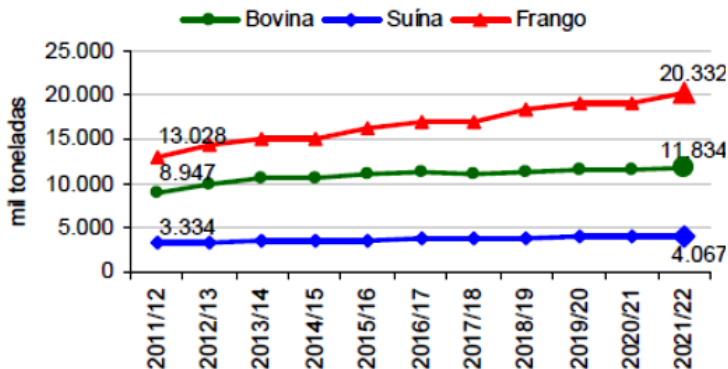


Figura 1: Projeções para a produção de carnes no Brasil. Fonte: BRASIL (2011)

A expansão e o sucesso da avicultura brasileira se devem à combinação de diversos fatores, incluindo a alta modernização das instalações, a nutrição balanceada, o controle sanitário e de ambiência das instalações e o melhoramento genético dos híbridos comercialmente utilizados. Entretanto, essa crescente modernização e evolução da avicultura têm também trazido consigo problemas de bem-estar aos frangos, principalmente relacionados às práticas de manejo, especialmente

no que diz respeito à qualidade da cama, ambiência e a densidade de criação.

A cama de aviário, quando não submetida a condições adequadas de tratamento e manejo, pode ser uma importante fonte de contaminação e proliferação de doenças entre os frangos. Somado a isso, a prática de reutilizar a cama por várias criadas ou lotes de frangos pode contribuir para a deterioração de sua qualidade microbiológica e físico-química (RITZ *et al.*, 2009). A volatilização de gases tóxicos como a amônia também é atribuída às condições de manejo inadequadas da cama durante o período de criação, o que pode levar ao comprometimento do bem-estar e ao aumento da incidência de pododermatites de contato (PDD) ou lesões de pés nos frangos (NAGARAJ *et al.*, 2007). A alta densidade de criação ($> 30 \text{ kg/m}^2$) adotada como rotina em criações comerciais também contribui para a rápida deterioração da qualidade da cama (EUROPEAN COMMISSION, 2000). O potencial genético para um crescimento mais acelerado, a limitação do comportamento natural e de espaço são fatores que levam a maior incidência de problemas locomotores nos frangos e, por sua vez, comprometem o desempenho zootécnico (BESSEI, 2006).

Todos os fatores citados têm importantes implicações para o bem-estar de frangos criados em sistemas intensivos visto que, de acordo com Broom (1991), os animais que não se adaptarem ou falharem nesse ambiente serão considerados animais em condições de bem-estar pobre. Esse panorama contrasta com valores éticos e morais da sociedade, que vêm demandando cada vez mais práticas e procedimentos que não façam os animais sofrer.

Os impactos ambientais advindos da atividade de avicultura constituem outro ponto muito discutido pela comunidade científica. A falta de tratamento, ou mesmo o tratamento e a disposição de maneira inadequada dos resíduos da produção resultam no aporte excessivo de nutrientes ao meio ambiente, principalmente nitrogênio e fósforo. Esses compostos podem alcançar corpos de água pelo processo de escoamento superficial, causando eutrofização. Em outros casos, podem contaminar o solo e disseminar doenças e patógenos em alimentos (PALHARES e KUNZ, 2011).

Portanto, torna-se fundamental a adoção de métodos de tratamento de cama que visem à conformidade com as Boas Práticas de Produção (BELLAYER *et al.*, 2003) ou seja, que reduzam a carga microbiológica entre os intervalos de criação, prolonguem a vida útil da cama, e assim diminuam os custos para o produtor. O emprego desses métodos também devem propiciar condições adequadas de qualidade da

cama e melhor condição de ambiência e de bem-estar aos frangos durante o seu ciclo de vida que, em média, varia entre 42 e 48 dias.

2 REVISÃO DA LITERATURA

2.1 CAMA DE AVIÁRIO, REUTILIZAÇÃO E TRATAMENTO

2.1.1 A cama de aviário

A cama de aviário, ou cama de frango, é todo o material que é utilizado para forrar o piso ou o chão do aviário, e que em geral tem espessura que varia entre 5 cm e 10 cm (ANGELO *et al.*, 1997). Uma das principais funções do uso da cama é servir como meio de absorção de umidade, penas e excreções e reduzir as possíveis variações de temperatura no aviário (MENDES *et al.*, 2004). Seu uso também evita o contato direto do frango com o piso, minimizando lesões nos frangos e na carcaça, tais como calos de pé, de peito e lesões no joelho (tibiatarso-metatarso) (SHEPHERD e FAIRCHILD, 2010).

Na avicultura de corte brasileira, principalmente na Região Sul, a maravalha tem sido o material normalmente utilizado como cama (AVILA *et al.*, 1992; AVILA *et al.*, 2007). A maravalha é um material oriundo do beneficiamento de madeiras de eucalipto e pinus, apresentando partículas de tamanho aproximado de 3 cm e com boa capacidade de absorção de umidade (AVILA *et al.*, 1992). Outro material muito utilizado, de baixo custo e de boa disponibilidade em algumas regiões é a casca de arroz, que também pode ser utilizada como material de cama ou misturada com a maravalha (MENDES *et al.*, 2004).

Existem também outros materiais alternativos para utilização como cama, tais como a casca de amendoim, fenos de diversos capins, polpa de citros e palhadas de culturas em geral. Para que o material alternativo seja considerado ideal, é fundamental levar-se em consideração, além da disponibilidade na região, a capacidade de absorção de umidade do material, que varia entre os diferentes tipos de resíduos da agricultura (PALHARES e KUNZ, 2011).

A cama de aviário também deve apresentar condições microbiológicas adequadas, ou seja, que propiciem seu uso sem expor os frangos a desafios sanitários, visto que a mesma recebe todas as excreções do frango podendo, em alguns casos, ser uma fonte importante de contaminação e disseminação de doenças.

2.1.2 Caracterização microbiológica da cama

A microbiota da cama de aviário é muito variada em decorrência do contínuo aporte fecal, de secreções e de descamações dos frangos durante o período de criação. A maioria das bactérias presentes na cama são aeróbias, sendo a sua composição muito semelhante a composição fisiológica do íleo intestinal dos frangos, que é representada por aproximadamente 67% de *Lactobacillus* spp. 9% de *Clostridium* spp. 6,5% de *Streptococcus* spp. e 6,5% de *Enterococcus* spp. (FIORENTIN, 2005). A carga de bactérias da cama varia entre 10^7 a 10^9 unidades formadoras de colônia (UFC) por grama (MARTIN e MCCANN, 1998; LU *et al.*, 2003), e a maioria dessas bactérias é gram-positiva, sendo que não representam riscos diretos a saúde humana ou animal (LU *et al.*, 2003; FIORENTIN, 2005). A população microbiana não se restringe apenas ao material utilizado como cama; as bactérias e os fungos presentes no ambiente e a presença de roedores, artrópodes e insetos também podem atuar como vetores para disseminação de doenças (MENDES *et al.*, 2004).

Entre os principais fatores que propiciam ou favorecem a multiplicação das inúmeras espécies de microrganismos desejáveis ou benéficos na cama, pode-se citar o pH, que deve estar entre 6 e 9, atividade de água atingindo índices de 0,90, e a temperatura ótima variando de 20 °C a 32 °C (AVILA *et al.*, 1992; FIORENTIN 2005; SILVA, 2011). No entanto, essas condições também podem favorecer a multiplicação de microrganismos oportunistas indesejáveis, e isso pode ocorrer principalmente quando a cama é reutilizada para mais de uma criação de frangos. Entre essas bactérias incluem-se a *Salmonella* e *Campilobacter*, responsáveis por problemas de segurança alimentar; *Escherichia coli*, que pode causar dermatite necrótica (celulite) nos frangos; *Clostridium perfringens* e *Staphylococcus aureus*, que podem desempenhar papel de bactérias oportunistas principalmente quando há portas de entrada decorrentes de lesões cutâneas por PDD (FIORENTIN, 2005).

No entanto, a presença de bactérias patogênicas em camas reutilizadas por diversas criações parece não ser muito comum. Lu *et al.* (2003) em um estudo no qual se avaliou a composição microbiológica de camas reutilizadas por meio de técnica de DNA, observaram que a maioria dos gêneros de bactérias encontradas na cama estava diretamente relacionada à degradação de compostos orgânicos e nitrogenados, sendo também oriundas do conteúdo intestinal dos frangos. É importante observar

que alguns estudos demonstraram que a reutilização da cama por vários lotes consecutivos contribuiu para a estabilização da população microbiana (THAXTON *et al.*, 2003; SILVA *et al.*, 2007).

2.1.3 Reutilização da cama

A reutilização da cama de aviário é uma prática rotineira na avicultura de corte brasileira e em muitos outros países (THAXTON *et al.*, 2003; ROLL *et al.*, 2011; CHINIVASAGAM *et al.*, 2012). No Brasil, é muito comum reutilizar a cama por um período médio de 6 criadas (AVILA *et al.*, 2007).

De acordo com Mendes *et al.* (2004), as principais justificativas para a reutilização da cama são:

- Alto custo para obtenção do material, principalmente a maravalha;
- Alto custo com mão-de-obra para remover a cama do aviário e tentativa de reduzir o período de vazio sanitário entre lotes;
- Escassez de materiais de cama em regiões de alta concentração da atividade;
- Tentativa de minimizar o impacto ambiental da avicultura decorrente da contaminação do solo e de lençóis freáticos pelos dejetos.

Para a reutilização da cama é indispensável levar-se em conta a capacidade de absorção de umidade do material, que em alguns casos pode ser comprometida com o manejo inadequado realizado nos lotes anteriores. A umidade da cama em teores acima de 25% pode resultar na formação de crostas e na compactação do material (RITZ *et al.*, 2009). Por sua vez, a compactação da cama pode favorecer a proliferação de microrganismos indesejáveis (patogênicos e oportunistas), aumentar a volatilização de gases tóxicos como a amônia e propiciar maior incidência de PDD nos frangos (CAREY *et al.*, 2004; RITZ *et al.*, 2009). Por outro lado, camas excessivamente secas podem ocasionar problemas de desidratação em pintinhos e doenças respiratórias decorrentes da poeira, o que pode levar ao aumento de condenações no frigorífico (CAREY *et al.*, 2004; RITZ *et al.*, 2009). É importante observar que não é recomendado reutilizar a cama quando o lote anterior tiver passado por algum importante desafio sanitário, sendo nesse caso, necessário limpar e desinfetar o aviário, bem como adicionar cama nova para o alojamento seguinte (MENDES *et al.*, 2004).

O aumento da concentração de microrganismos, principalmente de bactérias patogênicas na cama é um dos principais desafios para a sua reutilização (BARKER *et al.*, 2010; CRESSMAN *et al.*, 2010). As elevadas concentrações desses microrganismos decorrentes do reuso da cama pode predispor os frangos a importantes desafios sanitários que, dependendo da gravidade, podem elevar os índices de mortalidade. Logo, torna-se essencial a adoção de métodos e tratamentos voltados à inativação e/ou redução da carga de microrganismos indesejáveis quando no reuso da cama (LAVERGNE *et al.*, 2006; SILVA *et al.*, 2007). Na avicultura brasileira os principais métodos de tratamento de cama utilizados são o tratamento químico, com a adição de cal, e o tratamento biológico, utilizando métodos fermentativos (SILVA *et al.*, 2011).

2.1.4 Métodos de tratamento da cama

2.1.4.1 Método químico de tratamento da cama

No método de tratamento químico (Figura 2), distribui-se cal virgem em toda a superfície da cama até dois dias antes do alojamento dos pintos (AVILA *et al.*, 2007).



Figura 2: Método de tratamento químico da cama por meio da adição de cal.
Fonte: SILVA *et al.* (2007)

Nesse método, o principal mecanismo de redução da carga microbiológica é a redução da umidade e da elevação do pH da cama, os quais inviabilizam a sobrevivência de enterobactérias patogênicas, tais como *Escherichia coli* e *Salmonella* spp. (MENDES *et al.*, 2004).

Outros métodos de tratamento químico da cama incluem a aplicação de sulfato de alumínio, superfosfato simples e sulfeto de hidrogênio sódico, que também podem controlar a proliferação de bactérias indesejáveis e contribuir para a redução da volatilização de amônia por meio da redução do pH (OLIVEIRA *et al.*, 2004; RONDÓN, 2008).

As principais desvantagens e limitações para a adoção de tratamentos químicos da cama são o baixo efeito residual (inferior a 14 dias), a necessidade de grande volume de aplicação, a impossibilidade de tratamento quando os frangos estão alojados e o alto custo da aquisição dos produtos e mão de obra (MENDES *et al.*, 2004). Além disso, tem sido constatado que os métodos químicos apresentam ineficiência frente à *Clostridium perfringens*, uma bactéria patogênica muito comum encontrada nas criações intensivas de frangos de corte (TERZICH *et al.*, 2000; RONDÓN 2008) e que forma esporos termo-resistentes.

2.1.4.2 Método biológico de tratamento da cama

A fermentação da cama utilizando conceitos de compostagem é um método de tratamento biológico que vem sendo muito empregado entre os intervalos de criação. Esse método tem como principal objetivo reduzir a concentração de microrganismos indesejáveis na cama e propiciar menor desafio sanitário aos frangos (LAVERGNE *et al.*, 2006; AVILA *et al.*, 2007). A fermentação da cama se caracteriza por ser um processo natural de decomposição da matéria orgânica por meio da atividade de microrganismos, com produção de calor, vapor d'água e dióxido de carbono.

Na avicultura de corte é muito comum a utilização do método de fermentação da cama em disposição de leira durante o período de vazio sanitário (intervalo entre criações) (LAVERGNE *et al.*, 2006).



Figura 3: Métodos biológicos de tratamentos de cama. (a) Fermentação em leira sem cobertura; (b) Fermentação em leira com cobertura de lona plástica de PVC; (c) Fermentação plana com cobertura. Fonte: (a, b) (MARTINS *et al.*, 2013); (c) (SILVA *et al.*, 2007)

Para a formação da leira, a cama é amontoada ao longo de todo o aviário com altura de aproximadamente 1 metro a 1,5 metros (Figura 3a), permanecendo assim por um período de 7 a 12 dias (LAVERGNE *et al.*, 2006; SIIVA *et al.*, 2007). Entretanto, particularmente na avicultura brasileira, é prática comum utilizar uma cobertura de lona plástica de PVC em todo o comprimento da leira (Figura 3b) com o objetivo de promover o acúmulo de amônia na cama, a qual é tóxica para microrganismos e insetos vetores de doenças, como o cascudinho (MACKLIN *et al.*, 2006; SILVA *et al.*, 2007). Outro método de fermentação de cama bastante utilizado na avicultura brasileira é o método de fermentação plana com cobertura, que consiste na cobertura da cama com lona em toda a sua extensão (SILVA, 2011), conforme ilustrado na Figura 3c. Quando se utiliza a fermentação com cobertura, a cama pode ser umedecida antes da colocação da lona plástica (AVILA *et al.*, 2007; SILVA *et al.*, 2007).

Para uma redução significativa da carga microbiológica nos métodos de fermentação descritos, é necessário que a cama permaneça

enleirada ou coberta com lona plástica por no mínimo 7 dias (MACKLIN *et al.* 2006; SILVA *et al.*, 2007). Após o período de fermentação, é necessário que o aviário seja ventilado por alguns dias antes do alojamento dos pintinhos, com o objetivo de dissipar a amônia residual da cama (RITZ *et al.*, 2009).

2.1.4.3 Parâmetros físico-químicos e microbiológicos do tratamento biológico

As condições físico-químicas e a atividade microbiológica são muito importantes para o sucesso do processo de compostagem, visto que a interação e a ação dos microrganismos presentes na cama é dependente de condições de temperatura, umidade, aeração, pH, tipo de compostos orgânicos existentes, relação carbono/nitrogênio (C/N), granulometria do material e dimensões das leiras (VALENTE *et al.*, 2009).

Entretanto, observa-se que processo de fermentação da cama de aviário ocorre de forma incompleta devido ao curto período de vazio sanitário entre os lotes, não permitindo a estabilização do material tal como ocorre na compostagem. Logo, o teor de umidade da cama e a relação C/N podem ser considerados como os principais fatores que afetam o alcance e a manutenção de altas temperaturas durante o processo de fermentação (LAVERGNE *et al.*, 2006). A umidade favorece a atividade metabólica e fisiológica dos microrganismos, sendo que a faixa de valores considerada ideal para a compostagem varia entre 40% e 65% (PACE *et al.*, 1995). Já a relação C/N serve como um indicador da energia disponível em forma de carbono e de proteínas para os microrganismos, sendo a relação ideal de 25/1 (VALENTE *et al.*, 2009).

Atendidas as condições físico-químicas para o início do processo, os microrganismos promovem a oxidação da matéria orgânica, com liberação de energia na forma de calor, aumentando a temperatura no interior da leira, que pode atingir entre 50 °C e 70 °C na fase termofílica (PACE *et al.*, 1995). Esse aumento da temperatura por determinado período de tempo é o principal responsável pela inativação e/ou eliminação de microrganismos patogênicos presentes na cama (LAVERGNE *et al.*, 2006).

Além do mecanismo de redução da carga microbiológica por meio da temperatura, o processo de fermentação da cama utilizando cobertura exerce efeito adicional na redução da carga microbiológica devido ao efeito tóxico de acúmulo da amônia (MACKLIN *et al.*, 2006).

Porém, cabe ressaltar que o mecanismo de ação da amônia na inativação de microrganismos da cama não está completamente elucidado (MACKLIN *et al.*, 2006).

A maioria das bactérias patogênicas que prejudicam os frangos também são potencialmente patogênicas para o homem (LAVERGNE *et al.*, 2006). Além disso, todas as bactérias de origem alimentar são mesófilas, ou seja, crescem em temperatura ambiente (10 °C a 50 °C) (FRANCO, 1996). Portanto, uma alta contagem de bactérias mesófilas na cama pode indicar alto grau de contaminação.

Com o objetivo de eliminar e reduzir as principais bactérias patogênicas (mesófilas) na compostagem de biossólidos, a Agência Americana de Proteção Ambiental (US EPA, 2003, sigla em inglês) recomenda temperaturas constantes de no mínimo 55 °C por pelo menos três dias consecutivos (US EPA, 2003).

Na Tabela 1, são apresentadas as temperaturas necessárias e o tempo requerido para a eliminação das principais bactérias patogênicas (mesófilas) de origem alimentar.

Tabela 1: Binômio tempo-temperatura requerido para a eliminação de bactérias patogênicas (mesófilas) de origem alimentar

Microrganismo	Temperatura (°C)	Tempo (min)
<i>Salmonella typhosa</i>	55	30
<i>Salmonella</i> spp.	55	60
<i>Shigella</i> spp.	55	60
<i>Entamoeba histolytica</i>	45	2 - 3
<i>Tanea</i>	55	2 - 3
<i>Trichinella spiralis</i>	55	2 - 3
<i>Brucella abortis</i>	62	3
<i>Micrococcus pyogenes</i>	50	10
<i>Streptococcus pyogenes</i>	55	10
<i>Corynebacterium diphtheria</i>	55	45
<i>Necator americanus</i>	45	50
<i>Escherichia coli</i>	55	60

Fonte: Modificado de Lavergne *et al.* (2006)

A eficiência do processo de fermentação de camas reutilizadas na redução da carga microbiológica tem sido constatada em diversos estudos (MACKLIN *et al.*, 2006; SILVA *et al.*, 2007; MACKLIN *et al.*,

2008). Macklin *et al.* (2008) avaliaram o efeito da fermentação da cama reutilizada em leira sobre a redução da carga de bactérias patogênicas e observaram maior redução da população de *Campylobacter* spp., *Clostridium perfringens* e *Salmonella* spp. no período final de fermentação (7º dia), sendo as linhagens de *Salmonella* completamente eliminadas.

Os mesmos autores, em outro estudo, avaliaram diferentes métodos de fermentação da cama e observaram maiores reduções da carga bacteriana em camas que foram enleiradas e cobertas com lona plástica em comparação a camas enleiradas sem a utilização de lona (MACKLIN *et al.*, 2006). De acordo com os autores, o método de fermentação da cama com cobertura foi mais eficaz na redução da carga bacteriana devido ao efeito tóxico da amônia que foi retida na cama (MACKLIN *et al.*, 2006).

Silva *et al.* (2007) avaliaram também diferentes métodos de fermentação da cama e observaram maior redução da carga de bactérias mesófilas no período final do processo (12º dia) no método de fermentação em leira com cobertura comparativamente aos métodos de adição de cal, fermentação plana e testemunha (não submetida a nenhum tratamento). Como se observa, o processo de fermentação é eficaz na redução e eliminação da carga de microrganismos indesejáveis da cama. Entretanto, Jeffrey *et al.* (1998) citam como principal desvantagem ou limitação do processo o não alcance de altas temperaturas na superfície da leira comparado ao seu interior.

2.2 AMBIÊNCIA E BEM-ESTAR

Um dos poluentes atmosféricos comumente encontrados em altas concentrações em instalações avícolas é a amônia. A amônia (NH₃) é um gás tóxico, incolor, produzido a partir da decomposição bacteriana de compostos nitrogenados, como proteínas e ácido úrico, existentes nos dejetos dos frangos, que por sua vez são integralizados no ambiente.

As condições favoráveis para a volatilização da amônia são dependentes da temperatura, da umidade e do pH da cama (LAVERGNE *et al.*, 2006). Altos teores de umidade da cama (>35%) e pH em meio alcalino (pH > 8) maximizam a decomposição do ácido úrico pelas bactérias (CAREY *et al.*, 2004). Por outro lado, quando a umidade da cama durante o período de criação se encontra em teores adequados (20% a 25%) e o pH igual ou inferior a 7, a volatilização da amônia é inibida

devido à inativação da enzima urease, que é responsável pela decomposição do ácido úrico (RITZ *et al.*, 2009).

Os efeitos que as altas concentrações de amônia exercem no bem-estar e na saúde dos frangos em ambientes de criação intensiva têm sido amplamente relatados. Dependendo da concentração e do tempo de exposição, a amônia pode reduzir ou paralisar o sistema mucociliar das vias aéreas superiores dos frangos, comprometendo o sistema de defesa natural contra patógenos e doenças (MENDES *et al.*, 2004). Em consequência de uma baixa imunidade, pode haver redução de crescimento, do ganho de peso e piora na conversão alimentar (BEKER *et al.*, 2004; MILES, 2004).

Wang *et al.* (2010) avaliaram o efeito de diferentes concentrações de amônia (13 ppm, 26 ppm e 52 ppm) em instalações para frangos de corte e observaram menor ganho de peso, piora na conversão alimentar e prejuízos ao sistema imunológico nos frangos que foram expostos a concentrações de amônia acima de 26 ppm por 24 h. A Tabela 2 descreve os principais efeitos das diferentes concentrações de amônia na sanidade, no desempenho zootécnico e no bem-estar de frangos de corte.

Tabela 2: Efeito das diferentes concentrações de amônia (ppm) na sanidade, no desempenho zootécnico e no bem-estar de frangos de corte

Concentração de NH₃ (ppm)	Efeitos nos frangos
10	Irritação dos cílios do epitélio traqueal
20	Maior suscetibilidade a enfermidade de Newcastle
25	Redução do ganho de peso e piora na conversão alimentar
25 - 50	Inflamação dos sacos aéreos e maior frequência de enfermidades respiratórias
50	Aumento dos níveis de queratoconjuntivite
100	Elevada mortalidade e cegueira

Fonte: Adaptado de Estevez (2002)

Há também evidências de que a saúde do trabalhador pode ser afetada pela exposição diária às altas concentrações de amônia (DONHAM *et al.*, 2002). Asma, bronquite, tosse intensa, ressecamento da garganta e lacrimejamento dos olhos têm sido alguns dos sintomas mais comuns relatados entre os trabalhadores expostos às emissões de amônia nos aviários (OMLAND, 2002; PATTERSON e ADRIZAL, 2005; PALHARES e KUNZ, 2011). Um agravante a essas condições é

que o olfato humano pode perder a sensibilidade na capacidade de detecção da amônia se submetido a longos períodos de exposição (RITZ *et al.*, 2009).

No Brasil, a Norma Regulamentar nº 15 do Ministério do Trabalho (MTE, 1978) estabelece que um ambiente é considerado de insalubridade média quando a concentração de amônia excede o limite de 20 ppm, sendo o tempo limite de exposição nesse ambiente de 48 h semanais. Na Europa, alguns países como a Suécia e a Alemanha adotaram limites de jornada de trabalho de 8 h diárias num ambiente com concentração de 25 ppm de amônia (ESTEVEZ, 2002).

Apesar da amônia ser um dos poluentes atmosféricos mais importantes nas criações intensivas de frangos de corte (BERG, 2004), outros poluentes e partículas também podem estar presentes e serem prejudiciais aos frangos e aos trabalhadores. A poeira, por exemplo, pode ser prejudicial quando a umidade da cama for muito baixa (< 20%), podendo carrear bactérias e fungos (RITZ *et al.*, 2009). Outros gases como o dióxido de carbono (CO₂) e o monóxido de carbono (CO), o primeiro sendo oriundo do processo metabólico dos animais (oxidação) e o segundo resultante da combustão incompleta dentro dos aviários, podem causar ascites e problemas cardiovasculares aos frangos em concentrações inadequadas (MANUAL ROSS, 2009; NÄÄS *et al.*, 2007). Na Tabela 3 são apresentados os limites estabelecidos para cada tipo de poluente e os parâmetros de qualidade do ar (ambiente) nos alojamentos de frangos de corte.

Tabela 3: Limites de referência para poluentes atmosféricos e qualidade do ar em instalações para frangos de corte

Compostos	Limite Tolerável
Oxigênio (O ₂)	> 19,6%
Dióxido de Carbono (CO ₂)	< 0,3%
Monóxido de Carbono (CO)	< 10 ppm
Amônia (NH ₃)	< 20 ppm
Umidade Relativa	50 - 70%
Poeira Inspirável	< 3,4 mg/m ³

Fonte: Adaptado do Manual Cobb (2004) e Manual Ross (2009).

2.3 PODODERMATITE DE CONTATO (PDD) EM FRANGOS DE CORTE

A pododermatite (PDD) ou dermatite de contato, conhecida comumente como calo ou lesão de pé, é um tipo de inflamação de pele caracterizada por lesões necróticas no coxim plantar de frangos de corte e perus (Figura 4) (GREENE *et al.*, 1985; SHEPHERD e FAIRCHILD, 2010).



Figura 4: Lesões de pé ou pododermatite de contato (PDD) em frangos de corte aos 21 dias de idade. Fonte: MARTINS *et al.*, (2013)

Também incluídas como dermatites de contato, são as lesões de joelho (tibiotarso-metatarso) e de peito que são oriundas das mesmas condições que causam PDD (GREENE *et al.*, 1985; MARTLAND, 1985). Em estágio inicial, as PDD são caracterizadas pela descoloração da pele, evoluindo nos casos mais severos para ulceração com reação inflamatória do tecido subcutâneo e infecções secundárias (GREENE *et al.*, 1985; MARTLAND, 1985).

Geralmente as primeiras semanas de criação dos frangos são as fases mais críticas para o desenvolvimento de PDD (HASHIMOTO *et al.*, 2011), o que pode ser decorrente da sensibilidade cutânea dessa região do corpo em contato com meio abrasivo do material utilizado como cama.

Dentre as principais causas externas precursoras de PDD encontram-se a combinação de elevados teores de umidade (> 30%) e de amônia liberada pela cama (BERG, 2004). De fato, os teores inadequados de umidade da cama têm sido o fator preponderante para o desenvolvimento de PDD em frangos de corte (GREENE *et al.*, 1985; MELUZZI *et al.*, 2008; SHEPHERD e FAIRCHILD, 2010). Em alguns casos, dependendo do grau de severidade da lesão, pode-se constatar a

presença de infecções secundárias causadas por fungos e bactérias, das quais a principal bactéria patogênica é a *Staphylococcus aureus* (HES-TER, 1994).

A prevalência de PDD pode variar entre 0 a 100% entre diferentes linhagens e lotes comerciais de frangos de corte (EKSTRAND *et al.*, 1998). Entretanto, existe uma grande dificuldade em comparar níveis de PDD entre diferentes estudos e estimar um nível mínimo aceitável da etiologia, pois sua avaliação e classificação geralmente são realizadas por diferentes metodologias (WQAPP, 2009; JONG *et al.*, 2012).

2.3.1 Aspectos de bem-estar animal e econômicos decorrentes de PDD

A incidência e severidade de PDD em frangos de corte são considerados importantes indicadores de bem-estar animal, uma vez que em casos extremos essas lesões podem causar dores severas e dificuldades acentuadas de locomoção nos frangos (HARMS *et al.*, 1977). Martland (1985) avaliou a influência da umidade da cama na incidência de PDD em frangos de corte, e concluiu que os frangos que apresentaram menor ganho de peso e maior incidência de PDD foram aqueles introduzidos em condições de umidade da cama superiores a 50%. Segundo o autor, o menor ganho de peso foi devido à dor decorrente das lesões de PDD, que limitava o acesso dos animais aos comedouros e bebedouros.

Recentemente, a ocorrência de PDD vem sendo considerada como uns dos principais parâmetros adotados em auditorias de bem-estar nas produções intensivas de frangos de corte em países da União Europeia e nos Estados Unidos (BERG, 2004; KJAER *et al.*, 2006). Em termos econômicos e para fins de exportação, principalmente para mercados asiáticos, os pés dos frangos vêm sendo considerados o terceiro corte mais importante, atrás apenas do peito e das asas, e sua qualidade reflete na demanda de mercado (SHEPHERD e FAIRCHILD, 2010). Logo, a manutenção de lotes com baixos índices ou com ausência de PDD se torna essencial para diminuir as perdas econômicas pelo produtor e reduzir a condenação no frigorífico.

Conforme observado, o teor de umidade inadequado da cama é considerado como o principal fator para o desenvolvimento de PDD. Entretanto, fatores ambientais, genéticos e nutricionais também podem estar envolvidos na etiologia de PDD.

2.3.2 Influência de fatores ambientais no desenvolvimento de PDD

Manter a cama em condições ideais ao longo do período de criação dos frangos é de suma importância visto que a qualidade da mesma está diretamente relacionada ao desenvolvimento de PDD (SHEPHERD e FAIRCHILD, 2010). Uma cama mais emplastrada ou compactada é mais abrasiva e conseqüentemente pode predispor os frangos às dermatites de contato. A espessura da cama, por exemplo, é um fator fundamental para a prevenção de PDD. Ekstrand *et al.* (1997) relataram maiores incidências de PDD em frangos de corte criados em camas com espessura menor do que 5 cm, independente do tipo de material de cama utilizado.

Alguns estudos sugerem que altas densidades estão associadas à maior incidência de PDD (EKSTRAND *et al.*, 1997; MELUZZI *et al.*, 2008) enquanto outros estudos sugerem que a densidade possui pouco ou nenhum efeito (MARTRENCAR *et al.*, 2002; DAWKINS *et al.*, 2004; SIRRI *et al.*, 2007). De fato, altas densidades de criação ($> 30 \text{ kg/m}^2$) tendem a aumentar a umidade da cama, o que pode contribuir para sua rápida deterioração, influenciando no desenvolvimento de PDD e interferindo no bem-estar dos frangos (EUROPEAN COMMISSION, 2000; BESSEI, 2006). Entretanto, Dawkins *et al.* (2004) atribuíram pouco efeito às altas densidades de criação ($> 30 \text{ kg/m}^2$) na incidência e na severidade de PDD e no comprometimento do bem-estar dos frangos. Segundo esses autores as altas densidades adotadas afetam o bem-estar dos frangos, mas, se aliadas a uma condição adequada de manejo e de controle de ambiência, a densidade, por si só, não é prejudicial.

A estação do ano, principalmente em regiões com amplas variações climáticas, também é um fator ambiental que está estritamente relacionado à incidência de PDD. Devido à baixa temperatura aliada à alta umidade e à baixa ventilação do aviário, lotes que são criados no inverno tendem a apresentar maior incidência de PDD do que lotes criados no verão (DAWKINS *et al.*, 2004; SHEPHERD e FAIRCHILD, 2010).

2.3.3 Influência do sexo e do peso no desenvolvimento de PDD

Fatores relacionados ao sexo e peso dos frangos de corte também têm sido relacionados ao desenvolvimento de PDD. Alguns estudos relacionam maior desenvolvimento e incidência de PDD em machos devido ao ganho de peso mais rápido e ao maior tamanho corporal, o que possibilita maior área superficial de contato com a cama (GREENE *et al.*, 1985; BILGILI *et al.*, 2006). Outros estudos sugerem que fêmeas apresentam maior suscetibilidade ao desenvolvimento de PDD por possuírem fina camada de pele resultante de baixa produção de proteína e colágeno na epiderme, o que as torna mais sensíveis (HARMS *et al.*, 1977; KJAER *et al.*, 2006). Contudo, Martland (1985) não encontrou efeito do sexo e do peso no desenvolvimento e na incidência de PDD em frangos de corte.

Dado que alguns resultados encontrados na literatura são controversos, Ask (2010) considera que a seleção genética baseada somente no ganho de peso, sem considerar os fatores que afetam o desenvolvimento de PDD, pode contribuir ainda mais para a propensão dessas lesões no futuro.

2.3.4 Influência da dieta no desenvolvimento de PDD

A composição da dieta é fundamental para a prevenção e minimização de PDD e, basicamente, tem como objetivo manter a saúde intestinal dos frangos e a boa qualidade da cama. Qualquer desequilíbrio nutricional ou estresse que afete a integridade ou funcionamento do intestino dos frangos pode acarretar o desenvolvimento de enterites, diarreias e má absorção; isso tem como consequência o aumento do fluxo de nutrientes e de umidade via excreções para a cama (BILGILI *et al.*, 2010).

Uma dieta com alta concentração de nutrientes e sais pode também aumentar a ingestão de água pelos frangos, acarretando um aumento de umidade da cama. Considerando que para cada unidade de alimento consumido os frangos bebem aproximadamente 1,75 unidades de água, retendo apenas 20% dessa água para crescer (BILGILI *et al.*, 2010), pode-se inferir que uma porção significativa de umidade é liberada para a cama.

Em relação aos nutrientes contidos na dieta, os primeiros estudos sobre esse assunto apontam a deficiência de biotina como o principal fator para o desenvolvimento de PDD (PATRICK *et al.*, 1943; HARMS *et al.*, 1977). Por outro lado, estudos mais recentes não encontraram correlação positiva entre PDD e dietas com alta concentração de biotina (ATUAHENE *et al.*, 1984; MAYNE *et al.*, 2007). Nesse contexto, Bilgili *et al.* (2010) observaram que a incidência de PDD não pode ser atribuída exclusivamente à deficiência de determinado nutriente e sim por uma combinação desbalanceada e inadequada de minerais, proteínas e anticoccidiostáticos na dieta.

3 OBJETIVO GERAL

O estudo foi dividido em duas etapas, sendo o objetivo da primeira etapa avaliar a influência de dois métodos de fermentação da cama de aviário reutilizada, sem cobertura e com cobertura de lona plástica de PVC, sobre a qualidade físico-química e a carga microbiana da cama durante 8 dias de fermentação.

Na segunda etapa, o objetivo foi avaliar a influência dos métodos de fermentação da cama reutilizada na qualidade físico-química da cama, na volatilização de amônia, na incidência e na severidade de pododermatites e de lesões de joelho (tibiatarso-metatarso) nos frangos durante as três primeiras semanas de criação.

3.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS – ETAPAS 1 E 2

Etapa 1:

- Determinar e verificar as propriedades físico-químicas (pH, umidade e amônia) da cama antes (dia 1) e após o período de fermentação (dia 8) nos tratamentos de fermentação com e sem cobertura;
- Determinar e verificar a composição físico-química da cama reutilizada (C, H, N) nos tratamentos com e sem cobertura;
- Avaliar a qualidade da fermentação da cama por meio de parâmetros microbiológicos (contagem de fungos, contagem de bactérias mesófilas e detecção de *Salmonella* spp.) antes e após o período de fermentação nos tratamentos com e sem cobertura;
- Determinar e verificar a temperatura de fermentação da cama nos tratamentos com e sem cobertura;
- Realizar a contagem de coliformes totais aos 14 dias de criação dos frangos nas camas que foram fermentadas com e sem cobertura;

Etapa 2:

- Determinar e verificar as propriedades físico-químicas (pH, umidade e amônia) da cama aos dias 1, 7, 14 e 21 de criação (idade dos frangos) nos tratamentos com e sem cobertura;
- Avaliar as emissões de amônia no ambiente dos aviários aos dias 1, 7, 14 e 21 de criação dos frangos nos tratamentos com e sem cobertura;
- Avaliar e classificar as pododermatites (lesões de pé) e lesões de joelho nos frangos aos dias 1, 7, 14 e 21 de criação nos tratamentos com e sem cobertura.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 PLANEJAMENTO EXPERIMENTAL

O estudo foi realizado em aviários comerciais de frangos de corte da agroindústria Tyson do Brasil Alimentos, sediada no Município de São José, Santa Catarina, no período de Fevereiro a Agosto de 2012. O projeto foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal de Santa Catarina sob protocolo n° PP00779.

Foram selecionados quatro aviários comerciais de um mesmo produtor com dimensões de 1.200 m² cada, com tecnologia de climatização do tipo pressão positiva com comedouros automáticos (relação 1:50 frangos) e bebedouros tipo *nipple* automáticos (relação 1:25 frangos). Os lotes foram alojados com fêmeas da linhagem *Cobb-Vantress*, com densidade de 11,25 frangos/m² ou 30,37 kg/m², tratados com ração comercial e submetidos ao mesmo manejo de ambiência e de cama. Os frangos foram abatidos com idade média de 47 dias.

4.2 IDADE E HISTÓRICO DAS CAMAS REUTILIZADAS

Nos quatro aviários experimentais, foram utilizadas camas reutilizadas de maravalha de eucalipto e pinus misturadas com casca de arroz com idade inicial de 12 criadas (equivalente a 2 anos) e com espessura de aproximadamente 25 cm. Em cada novo lote (criada) foram adicionados 15 m³ de cama nova nas pinteiras de cada aviário a fim de proporcionar maior conforto térmico aos pintinhos.

O estudo iniciou no alojamento do 12° lote de frangos do produtor e, anteriormente a esse período, a fermentação das camas reutilizadas era realizada de forma alternada, ou seja, um lote com a cama fermentada e um lote com a cama não fermentada.

4.3 MÉTODOS DE TRATAMENTO DE FERMENTAÇÃO DA CAMA

A preparação das camas para a fermentação ocorreu logo após a retirada dos frangos para o abate. Para isso, as crostas compactadas de

cama dos lotes anteriores foram retiradas de todos os aviários (Figura 5a) sendo a cama remanescente triturada com o auxílio de máquina (microtrator) de mexer cama tracionada com lâminas de aço (Yanmar Tc 14, São Paulo, Brasil) (Figura 5b). A construção das leiras de fermentação foi realizada com o auxílio de pá carregadeira e dimensionada com 100 metros de comprimento, com média de 1,15 metros de altura e 4 metros de largura, conforme Figuras 5c e 5d.



Figura 5: Sequência de preparação das leiras nos tratamentos de fermentação da cama com e sem cobertura. (a) Remoção das crostas de cama compactadas dos lotes anteriores, (b) trituração da cama remanescente com máquina de mexer cama, (c) fermentação em leira sem cobertura e (d) fermentação em leira com cobertura de lona plástica de PVC (espessura de 150 micras). Ambos os métodos de fermentação foram conduzidos no interior dos aviários e com a umidade natural da cama

Os tratamentos de fermentação da cama utilizados no estudo foram: (c) enleiramento da cama no centro do aviário (fermentação em leira sem cobertura) e (d) cobertura da cama enleirada no centro do aviário com lona preta de PVC, com espessura de 150 μm (fermentação em leira com cobertura), conforme Figuras 5c e 5d. O período de fermentação foi de 8 dias e sem a adição de água às camas reutilizadas.

Os 4 aviários experimentais foram distribuídos em grupos de 2 aviários por tratamento e foram acompanhados por 3 lotes/blocos consecutivos (cama com idade de 12, 13 e 14 criadas), totalizando 6 repetições por tratamento, conforme ilustrado na Figura 6.

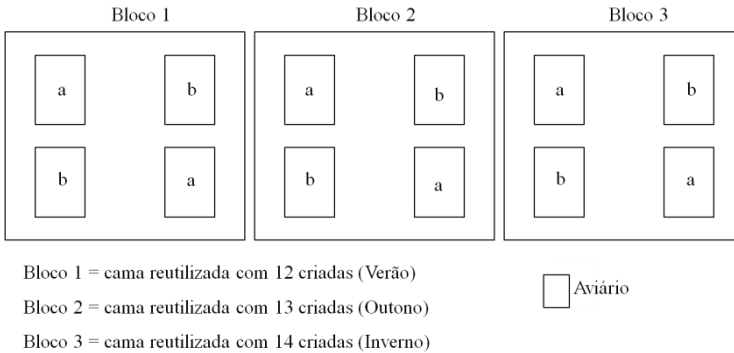


Figura 6: Esquema do desenho experimental dos aviários que tiveram as camas fermentadas sem cobertura (a) e com cobertura (b). O bloco 1 equivalente a cama com 12 criadas foi conduzido no período de Fevereiro a Abril; bloco 2 com cama de 13 criadas no período de Abril a Junho, e o bloco 3, com cama de 14 criadas no período de Junho a Agosto de 2012. Os efeitos de cada aviário e de cada bloco (ou idade da cama) foram considerados nas análises estatísticas

O período de vazio sanitário (intervalo entre os lotes de criação) foi de aproximadamente 14 dias, incluído o tempo de fermentação da cama. Houve um intervalo de 5 a 6 dias para ventilação e preparação do aviário antes do alojamento dos pintos.

O estudo foi dividido em duas etapas, sendo a etapa de fermentação correspondente a 8 dias e a etapa de criação dos frangos correspondente a 3 semanas, com avaliações no primeiro dia de alojamento e aos dias 7, 14 e 21 de cada lote. Os detalhes dos métodos e protocolos de avaliação encontram-se descritos nos itens seguintes.

4.4 ETAPA 1 – PERÍODO DE FERMENTAÇÃO DA CAMA

4.4.1 Metodologia de avaliação da qualidade da fermentação da cama por meio de parâmetros físico-químicos

4.4.1.1 Procedimento de amostragem da cama durante a fermentação

De cada aviário, foram coletadas amostras de cama no dia da montagem das leiras (dia 1) e no oitavo dia (dia 08), correspondente ao último dia de fermentação (desmontagem das leiras).

As amostras de cama foram coletadas em misturas homogeneizadas (*pools*) compostas de 20 subamostras de 50 g de cama, em 20 pontos equidistantes dispostos em duas linhas longitudinais com 10 pontos, ao longo do comprimento da leira de fermentação (Figura 7). Em ambos os tratamentos, as amostras de cama foram coletadas no terço superior da leira a uma profundidade de 30 cm. Os procedimentos de amostragem e coleta adotados neste estudo foram adaptados da metodologia apresentada por Silva *et al.* (2007), conforme ilustrado na Figura 7.

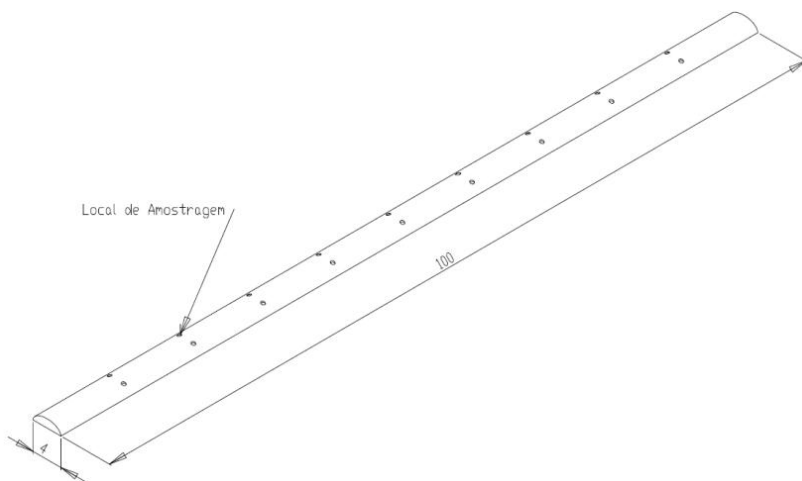


Figura 7: Procedimento de amostragem e coleta da cama (30 cm) na leira de fermentação conforme metodologia adaptada de Silva *et al.* (2007)

As amostras para as análises foram armazenadas em sacos plásticos do tipo *zip-loc*, sendo em seguida acondicionadas em recipientes térmicos, refrigeradas e analisadas em até 24 h. As análises físico-químicas da cama foram realizadas no Laboratório de Solos da Universidade Federal de Santa Catarina, e as análises microbiológicas no Laboratório de Patologia Aviária da Tyson do Brasil Alimentos, São José (SC).

4.4.1.2 Determinação do pH da cama

Para a determinação do pH, pesaram-se 10 g de cada amostra de cama, aos quais foram adicionados 50 mL de água destilada com posterior agitação intermitente por 30 minutos (TEDESCO *et al.*, 1995). A leitura do pH foi realizada utilizando-se um pHmetro digital previamente calibrado (DM-22, Digimed, Piracicaba, São Paulo, Brasil).

4.4.1.3 Determinação da umidade da cama

O teor de umidade da cama foi determinado pesando-se uma quantidade de 20 g de cada amostra de cama e levando-se à estufa a 65 °C por 48 h, ou até não se observar mudança de massa com aumento do tempo de secagem (TEDESCO *et al.*, 1995). O teor de umidade foi determinado por gravimetria.

4.4.1.4 Determinação de amônia liberada pela cama

O método de fixação da amônia gasosa por microdifusão foi utilizado para a determinação de amônia (NH₃) liberada pelas amostras de cama (HERNANDES e CAZETTA, 2001). Essa metodologia consiste na incubação de 100 g de cama em um frasco de 500 mL o qual serve de base para a inserção de um béquer de 50 mL contendo 10 mL de solução fixadora de ácido bórico 2% (m/v). Em seguida, o frasco foi tampado hermeticamente com filme plástico e incubado por um período de 18 h à temperatura constante de 30 °C (Figura 8). A determinação da quantidade de amônia liberada pela cama foi realizada pela titulação da solução fixadora de ácido bórico contra ácido sulfúrico (H₂SO₄, 0,05 N), detectando-se o ponto final de titulação por meio da adição de uma mistura de vermelho de metila 0,2% (m/v) com verde de bromocresol 0,1% (m/v).

Os resultados foram expressos em ppm de amônia liberada por 100 gramas de cama, sendo as quantidades de amônia liberadas calculadas pela equação (1).

$$NH_3 = V_1 \times N \times 17 \times 10 \quad (1)$$

Onde NH_3 é a quantidade de amônia liberada em 100 g de amostra fresca de cama; V_1 é o volume de H_2SO_4 gasto na titulação (mL); N é a normalidade do H_2SO_4 (0,05 N); 17 é a massa molecular da NH_3 e 10 é o fator de transformação de mg para ppm.



Figura 8: Frascos de vidro contendo 100 gramas de cama de aviário e 10 mL de solução fixadora de ácido bórico para incubação e posterior determinação de amônia liberada pela cama

4.4.2 Metodologia de determinação da composição físico-química da cama

A análise da composição físico-química das amostras de cama descritas abaixo foram realizadas somente em um bloco do estudo (bloco 2) com o objetivo de investigar as propriedades do material.

4.4.2.1 Determinação de carbono, hidrogênio e nitrogênio

Os teores de carbono, hidrogênio e nitrogênio foram determinados em um analisador modelo CHNS/O (PE 2400 series II, PerkinElmer, Shelton, EUA). Amostras previamente moídas (pó) e secas, com massa entre 2 mg e 3 mg medidas utilizando-se uma ultrami-crobalança (AD6, PerkinElmer, Shelton, EUA) foram analisadas em triplicata e os resultados dados como percentual médio de C, H e N na

amostra em base seca. O teor de oxigênio foi calculado por diferença, descontando-se além dos teores de C, H e N, o teor de cinzas.

4.4.3 Metodologia de avaliação da qualidade da fermentação da cama por meio de parâmetros microbiológicos

4.4.3.1 Contagem de bactérias aeróbias mesófilas

Para a contagem total de bactérias aeróbias mesófilas foi utilizado o método Petrifilm™ 990.12, recomendado pela AOAC (2000). O método Petrifilm™ consiste de um sistema no qual as placas são enriquecidas com diferentes tipos de nutrientes, géis hidrossolúveis a frio, corantes e indicadores.

Para o preparo das amostras pesou-se 25 gramas de cada amostra de cama e adicionou-se 225 mL de água peptonada tamponada 0,1%, sendo em seguida homogeneizada. Logo após, inoculou-se 1 mL de diluições sucessivas da amostra em placa Petrifilm™ (três por amostra) que posteriormente foi incubada à temperaturas entre 35 °C à 37 °C, por 48 h. Colônias rosa-avermelhadas com bolhas foram contadas como bactérias aeróbias mesófilas nas placas Petrifilm™, e os resultados foram transformados em logaritmo na base 10 e expressos em unidades formadoras de colônias por grama de amostra de cama de aviário (UFC/g).

4.4.3.2 Contagem de fungos

Para a contagem total de bolores foi utilizado o método baseado na Instrução Normativa n° 62 (BRASIL, 2003). As análises foram realizadas em placas de Petri contendo ágar Sabouraud dextrose (2%) e solução salina peptonada 0,1%. Para isso pesou-se 25 gramas de cada amostra de cama e adicionou-se 225 mL de água peptonada tamponada 0,1%, sendo em seguida homogeneizada. Logo após, inoculou-se 0,1 mL da amostra em diluições sucessivas, procedendo ao espalhamento com alça de Drigalski.

As placas foram incubadas a temperaturas entre 25 °C à 27 °C, por 3 a 5 dias. Após o período de incubação foi realizada a contagem de

bores das placas, e os resultados foram transformados em logaritmo na base 10 e expressos em unidades formadoras de colônia por grama de amostra de cama de aviário (UFC/g).

4.4.3.3 Pesquisa de *Salmonella* spp.

Para a detecção da presença de *Salmonella* spp., pesou-se 25 gramas de cada amostra de cama e adicionou-se 225 mL de água peptonada tamponada 1%, sendo homogeneizadas e incubadas a 35 °C à 37 °C por um período de 18 a 24 h (BRASIL, 2003). Posteriormente, realizou-se a detecção rápida de *Salmonella* por meio de reação de polimerase em cadeia (PCR) utilizando o sistema BAX (DUPONT, 2003). Em caso de resultado positivo para a presença de *Salmonella*, o mesmo deveria ser confirmado pelo método tradicional descrito na Instrução Normativa nº 62 (BRASIL, 2003).

4.4.4 Temperatura de fermentação da cama

4.4.4.1 Medida da temperatura de fermentação

A medida da temperatura de fermentação da cama foi realizada em 10 pontos equidistantes da leira utilizando-se termômetro tipo espeto (A.B.C. Instrumentação, São Paulo, Brasil). Uma câmera de termografia infravermelha (FLIR T-250, São Paulo, Brasil) foi utilizada para verificar o perfil de temperatura atingido na leira de fermentação. As medidas da temperatura da cama durante os 8 dias de fermentação foram realizadas apenas no bloco 1 do estudo devido à interferência dos equipamentos no tratamento de fermentação com cobertura, e à alta concentração de amônia no interior dos aviários.

4.5 CONTAGEM DE COLIFORMES TOTAIS AOS 14 DIAS DE CRIAÇÃO

Para a contagem de coliformes totais foi utilizado o método Petrifilm™ 990.12, recomendado pela AOAC (2000). Para o preparo das

amostras pesou-se 25 gramas de cada amostra de cama e adicionou-se 225 mL de água peptonada tamponada 0,1%, sendo em seguida homogeneizada. Logo em seguida, inoculou-se 1 mL de diluições sucessivas da amostra em placa Petrifilm™ (três por amostra) que posteriormente foi incubada à temperaturas entre 35 °C à 37 °C, por 48 h. Colônias azuis com bolhas foram contadas como coliformes totais nas placas Petrifilm™, e os resultados foram transformados em logaritmo na base 10 e expressos em unidades formadoras de colônias por grama de amostra de cama de aviário (UFC/g).

4.6 ETAPA 2 – PERÍODO DE CRIAÇÃO DOS FRANGOS (1, 7, 14 E 21 DIAS)

4.6.1 Procedimento de amostragem da cama durante o período de criação

Para a coleta das amostras de cama ao longo do aviário foi utilizada a sistemática de caminhar por zigue-zague (GOAN e WALKER, 2000), de acordo com a Figura 9. As amostras de cama para a determinação do pH, umidade e amônia durante o período de criação foram coletadas em toda a profundidade da cama (aproximadamente 25 cm) e em 18 pontos do aviário (Figura 9). Após a coleta, as amostras de cama foram homogeneizadas (*pools*), armazenadas em sacos plásticos do tipo *zip-loc* e acondicionadas em recipientes térmicos. Todas as análises de cama foram realizadas em até 24 h da coleta.

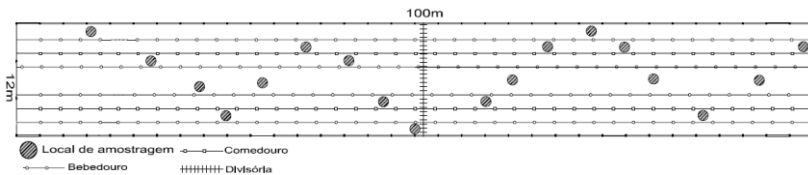


Figura 9: Procedimento de amostragem e coleta da cama em zigue-zague durante o período de criação dos frangos conforme metodologia proposta por Goan e Walker (2000)

4.6.2 Manejo de cama durante o período de criação

O manejo de revolvimento e remoção das camadas compactadas de cama nos aviários foi realizado duas vezes por semana (sempre antes das avaliações), sendo na primeira semana com o auxílio de ancinho e na segunda e terceira semanas com máquina de mexer cama tracionada com lâminas de aço (Yanmar Tc 14, São Paulo, Brasil, Figura 5b). O procedimento de revolvimento da cama foi realizado no sentido longitudinal do aviário.

4.6.3 Metodologia de avaliação da qualidade da cama, de amônia no ambiente e de classificação de pododermatites de contato

4.6.3.1 Determinação do pH, umidade e amônia liberada pela cama

As metodologias utilizadas para a determinação físico-química da cama (pH, umidade e amônia) foram idênticas àquelas descritas na primeira etapa do estudo (itens 4.4.1.2, 4.4.1.3 e 4.4.1.4).

4.6.3.2 Determinação de amônia (ppm) volatilizada no ambiente

A concentração de amônia no interior das instalações foi medida utilizando-se aparelho digital portátil detector de amônia por difusão (Figura 10) (DG-20, Instrutherm, Piracicaba, São Paulo, Brasil).

As coletas de gases foram realizadas em 18 pontos equidistantes do aviário, sendo os pontos entre o comedouro e o bebedouro, próximo ao bebedouro e distante entre comedouros e bebedouros. Todas as coletas foram registradas na altura dos frangos e no período entre 11:00 h e 13:00 h. O manejo de cortinas e de ventilação de todos os aviários foi idêntico durante a coleta dos dados.



Figura 10: Aparelho medidor de amônia (NH_3) no ambiente posicionado na altura dos frangos

4.6.3.3 Avaliação e classificação de pododermatites de contato (PDD)

Para a avaliação da incidência e severidade de PDD, 10 frangos foram cercados com chapas de eucatex (Figura 11) e cuidadosamente apanhados em 10 pontos de cada aviário ($n = 100$).



Figura 11: Chapas de *eucatex* utilizadas para a captura dos frangos durante a avaliação de pododermatites

O tempo de permanência dos frangos no cercado foi de cerca de 5 minutos. Os frangos foram apanhados em dois pontos próximos aos bebedouros, dois pontos próximos do comedouro, três pontos próximos à mureta e três pontos distantes de comedouros e bebedouros (WQAPP, 2009).

Para a classificação de PDD foram utilizados escores de 0 a 4, onde 0 foi considerado como ausência de PDD, 1 e 2 como mínima evidência de PDD e 3 e 4 como evidência de PDD, conforme ilustrado na Figura 12a e na Figura 12b (WQAPP, 2009). No mesmo dia da avaliação de PDD, os frangos também foram pesados.

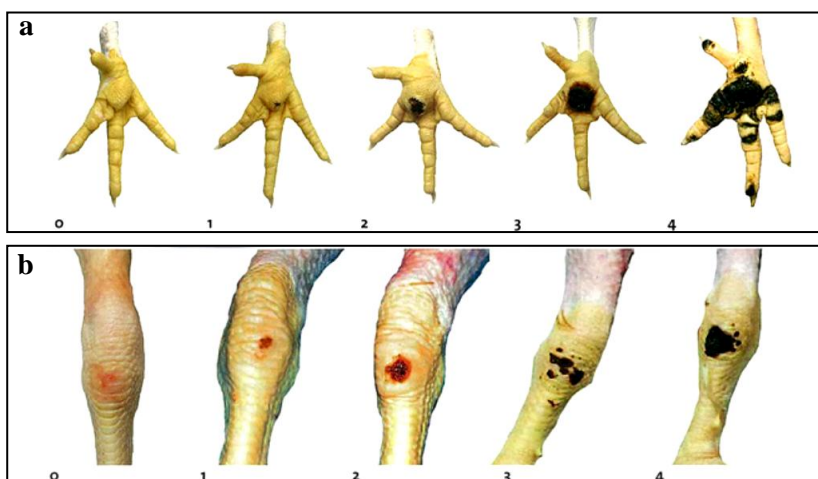


Figura 12: Escores de classificação para lesões de pé (a) e de joelho (tibiotarso-metatarso) (b) em frangos de corte. Fonte: WQAPP (2009)

5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

O delineamento experimental utilizado foi o de blocos casualizados, sendo que cada bloco foi representado pela idade da cama, totalizando 6 repetições por tratamento. A normalidade dos dados foi testada com base nos resíduos (Proc Univariate, SAS Institute, Cary, EUA). Os dados de fermentação da Etapa 1 e do período de criação (Etapa 2) foram analisados utilizando-se modelo misto (Proc Mixed, SAS Institute) de medidas repetidas de dia. Foram analisados os efeitos principais e interação de tratamento de cama e dia (etapa 1: dia de fermentação e etapa 2: dia de criação ou idade dos frangos), e aviário e bloco (idade da cama). O modelo estatístico foi ajustado e interações com $P > 0,50$ foram ignoradas do modelo final de análise. A unidade experimental utilizada foi o aviário aninhado em tratamento e bloco (aviário (tratamento*bloco)).

As diferenças entre médias foram ajustadas pelo Teste Post-Hoc de Tukey. Cada escore de PDD (0-4) foi analisado pelo modelo misto de medidas repetidas de idade dos frangos, e o modelo aplicado foi idêntico ao descrito acima. A incidência e a severidade de PDD foram correlacionadas aos fatores físico-químicos da cama, a idade e ao peso dos frangos por meio de análise de regressão linear múltipla. Valores de probabilidade com $P < 0,05$ foram considerados diferenças estatísticas significativas.

6 RESULTADOS, DISCUSSÃO E CONCLUSÃO – ETAPA 1

6.1 RESULTADOS - ETAPA 1

6.1.1 Período de fermentação

6.1.1.1 Análise e composição físico-química das amostras de cama

Os resultados das análises físico-químicas da cama são apresentados na Tabela 4.

Tabela 4: Perfil físico-químico e microbiológico das amostras de camas reutilizadas (idade de 12 a 14 criadas) no dia inicial (dia 1) e no dia final (dia 8) de fermentação nos tratamentos com e sem cobertura de lona de PVC

Variáveis	Fermentação sem cobertura		Fermentação com cobertura		EP	Valor de P^{\S}
	dia 1	dia 8	dia 1	dia 8		
pH	8,84 ^b	8,89 ^b	8,80 ^b	9,04 ^a	0,02	0,004
Umidade (%)	21,02 ^{ab}	24,02 ^a	18,45 ^b	24,25 ^a	1,22	0,315
Amônia (ppm)	67,12 ^b	57,63 ^b	65,02 ^b	106,97 ^a	4,58	0,001
Bactérias mesófilas* (UFC/g)	7,47 ^a	6,49 ^b	7,91 ^a	6,07 ^b	0,19	0,029
Fungos (UFC/g)*	0,91 ^a	0,00 ^b	1,43 ^a	0,00 ^b	0,24	0,271
<i>Salmonella</i> spp.	Ausente	Ausente	Ausente	Ausente	-	-

Médias com letras diferentes na mesma linha diferem significativamente. ^{a,b}

$P < 0,05$; EP = erro padrão.

^{\S} Tratamento de fermentação \times dia de fermentação. * Houve também efeito de dia (dia 1 para o dia 8) na redução da carga de bactérias mesófilas e fungos da cama (dia, $P < 0,01$).

No dia inicial de fermentação da cama (dia 1) o pH, a umidade e a quantidade de amônia liberada pela cama não diferiram significativamente entre os tratamentos de fermentação (tratamento de fermentação \times dia; $P > 0,05$). Do dia 1 para o dia 8 houve um aumento de quase

100% na quantidade de amônia liberada pela cama no tratamento de fermentação com cobertura (tratamento de fermentação \times dia; $P < 0,05$), que foi acompanhado da elevação do pH (tratamento de fermentação \times dia; $P < 0,05$). O teor de umidade da cama não diferiu entre os tratamentos (tratamento de fermentação \times dia; $P > 0,05$), mas apresentou uma ligeira elevação do dia 1 para o dia 8 (efeito de dia, $P < 0,05$).

Não foi observado efeito de aviário nas variáveis físico-químicas analisadas ($P > 0,05$). O bloco 3 apresentou maior pH ($P < 0,05$) (bloco 1: $8,80 \pm 0,02$; bloco 2: $8,77 \pm 0,02$; bloco 3: $9,11 \pm 0,02$) e maior quantidade de amônia liberada pela cama ($P < 0,05$) (bloco 1: $69,84 \pm 4,09$ ppm; bloco 2: $62,44 \pm 4,09$ ppm; bloco 3: $90,27 \pm 4,09$ ppm) em comparação ao bloco 1 e ao bloco 2. O teor de umidade da cama não diferiu entre os blocos ($P > 0,05$).

Em relação à composição físico-química da cama, detectaram-se altos teores de carbono e de nitrogênio e baixa relação C/N (LAVERGNE *et al.*, 2006) nas amostras de cama nos dois tratamentos de fermentação (Tabela 5).

Tabela 5: Caracterização físico-química das amostras de cama reutilizada nos tratamentos de fermentação com e sem cobertura de lona de PVC

Parâmetros	Fermentação sem cobertura	Fermentação com cobertura
Carbono (% b.s. ^a)	33,97	34,36
Hidrogênio (% b.s. ^a)	5,42	5,47
Nitrogênio (% b.s. ^a)	8,63	8,20
Oxigênio (% b.s. ^a)	26,79	29,74
Relação C/N	4,02	4,21

^a Base seca; análise da composição físico-química da cama realizada no bloco 2.

6.1.1.2 Análise microbiológica das amostras de cama

Os resultados das análises microbiológicas da cama são apresentados na Tabela 4. Ambos os tratamentos de fermentação foram efetivos na redução da carga microbiológica (bactérias mesófilas e fungos) da cama durante 8 dias de fermentação (tratamento de fermentação \times dia; $P < 0,05$). As concentrações de bactérias mesófilas e de fungos não diferiram entre os tratamentos de fermentação no dia inicial (dia 1) e no dia final (dia 8) da fermentação (tratamento de fermentação \times dia; $P > 0,05$;

Tabela 4). Durante o período de realização do experimento não foi detectado a presença de *Salmonella* spp. em nenhuma das amostras de cama (Tabela 4).

Não foi observado efeito de aviário nas análises microbiológicas da cama ($P > 0,05$). Não foi observada a redução da carga de bactérias e fungos em cada sucessiva reutilização da cama, ou seja, nas camas com idade de 12, 13 e 14 criadas (efeito de bloco, $P > 0,05$).

6.1.1.3 Temperatura de fermentação da cama

A temperatura da cama durante o período de fermentação apresentou rápida elevação do primeiro para o segundo dia em ambos os tratamentos (efeito de dia, $P < 0,05$) e se manteve constante e acima de 55 °C até o final do processo (efeito de dia, $P > 0,05$; Figura 13).

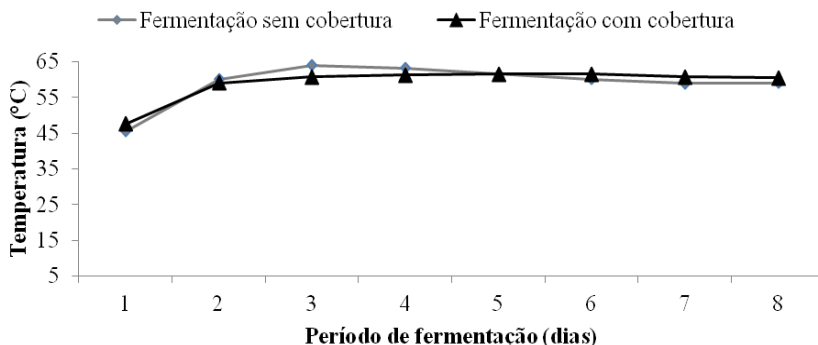


Figura 13: Médias de temperatura atingidas durante a fermentação das camas com e sem cobertura (temperaturas a 30 cm de profundidade da leira; registro de temperatura da cama realizado no bloco 1)

O perfil de temperatura da cama na superfície e em profundidade na leira de fermentação revelou temperaturas discrepantes entre si. A temperatura da cama na superfície da leira foi inferior a 35 °C, enquanto em profundidade (± 30 cm), as temperaturas foram superiores a 60 °C (Figura 14). Em ambos os tratamentos de fermentação estudados o perfil de temperatura na superfície e em profundidade foi similar.

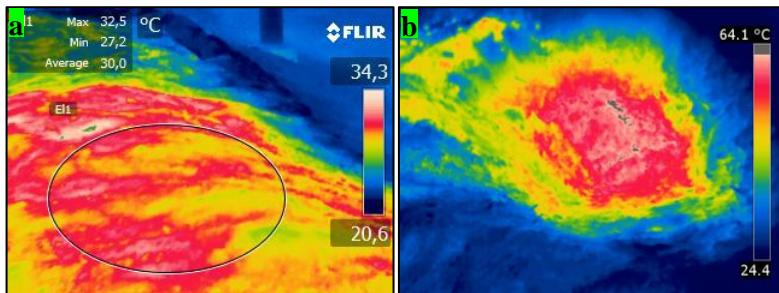


Figura 14: Imagem termográfica (infravermelha) da cama durante o processo de fermentação. (a) Perfil de temperatura obtido na superfície da leira de fermentação, e (b) perfil de temperatura obtido a uma profundidade de aproximadamente 30 cm da leira de fermentação

6.1.2 Análise de coliformes totais das amostras de cama aos 14 dias de criação

A análise de coliformes totais da cama foi realizada na etapa 2 (período de criação), entretanto, foi adicionada nos resultados da Etapa 1 pois se referia a discussão sobre microbiologia.

Não houve diferença significativa na contagem de coliformes totais entre os tratamentos de fermentação aos 14 dias de idade dos frangos (tratamento de fermentação \times dia de criação; $P > 0,05$; Tabela 6). Não foi observado efeito de aviário e de bloco nas análises de coliformes totais da cama ($P > 0,05$).

Tabela 6: Contagem de coliformes totais aos 14 dias de idade dos frangos em camas reutilizadas que foram fermentadas com e sem cobertura de lona de PVC

Contagem de coliformes totais	Fermentação sem	Fermentação com	EP	Valor de P^{\S}
Coliformes totais (UFC/g)	4,65	4,83	0,046	0,058

^{\S} Tratamento de fermentação \times dia de criação; EP = Erro padrão. Esta análise foi realizada na Etapa 2 do estudo.

6.2 DISCUSSÃO – ETAPA 1

Apesar de um acréscimo significativo de amônia e do pH da cama do dia 1 para o dia 8 no método de fermentação com cobertura, devido as condições de impermeabilização do tratamento (MACKLIN *et al.*, 2006), a amônia liberada em maior quantidade pela cama não foi mais efetiva na redução da carga microbiológica em comparação ao tratamento sem cobertura. Estes resultados divergem com os de Macklin *et al.* (2006), que utilizando o método de fermentação com cobertura, observaram maiores reduções da carga de bactérias mesófilas em camas reutilizadas que foram fermentadas por um período de 7 dias em comparação a camas fermentadas sem cobertura.

Em camas reutilizadas a decomposição do ácido úrico eleva o pH para níveis alcalinos o que torna desfavorável a sobrevivência e a multiplicação de fungos (SCHEFFERLE, 1965; MARTIN e MCCANN, 1998). No presente estudo o pH se manteve constantemente acima de 8,5 e as camas que foram fermentadas com e sem a utilização de cobertura apresentaram uma carga de fungos muito baixa, o que foi eliminada completamente pelo processo de fermentação. É importante observar que não há estudo reportando a efetividade do processo de fermentação da cama de aviário na redução e/ou eliminação de fungos.

A concentração de coliformes totais da cama aos 14 dias de vida dos frangos em ambos os tratamentos também foi muito inferior quando comparada às concentrações de bactérias mesófilas encontrada no período final de fermentação. Esse achado indica que a concentração de coliformes é reduzida com as sucessivas reutilizações da cama (MARTIN e MCCANN, 1998) principalmente quando essa é fermentada por um período mínimo adequado (HARTEL *et al.*, 2000). O mecanismo de exclusão competitiva entre bactérias benéficas e bactérias patogênicas também pode ter explicado a baixa concentração e o equilíbrio na população de coliformes da cama reutilizada de ambos os tratamentos de fermentação (LU *et al.*, 2003).

Em nenhuma das amostras de cama coletadas dos aviários foi detectada a presença de *Salmonella* spp. o que reforça a tese de que camas reutilizadas, independente do número de criadas, apresentam nicho e condições físico-químicas desfavoráveis ao crescimento da bactéria (KELLEY *et al.*, 1995; MARTIN e MCCAN, 1998; CHINIVASAGAM e BLACKALL 2011; ROLL *et al.*, 2011). A baixa umidade da cama (<25%) e a competição das bactérias benéficas presentes na cama pode ter explicado a ausência de *Salmonella* spp.

(CHINIVASAGAM e BLACKALL 2011; ROLL *et al.*, 2011). De acordo com Lu *et al.* (2003), a população bacteriana que se estabelece na cama reutilizada é composta predominantemente por bactérias decompositoras do ácido úrico e de matéria orgânica, levando à ausência de microrganismos patogênicos por meio de mecanismo de exclusão competitiva.

A efetividade dos tratamentos de fermentação na redução da carga de bactérias e fungos das camas reutilizadas pode estar associada às altas temperaturas atingidas pelo processo – acima de 55 °C por 7 dos 8 dias (LAVERGNE *et al.*, 2006). As normas de compostagem da Agência de Proteção Ambiental Americana (US EPA, 2003), recomendam temperaturas de biossólidos acima de 55 °C por no mínimo 3 dias para haver a eliminação dos principais microrganismos patogênicos. No presente estudo, essa temperatura foi atingida em ambos os tratamentos de fermentação a partir do segundo dia da fermentação. Contudo, a fermentação da cama não pode ser considerada eficiente na superfície da leira, onde as temperaturas não atingiram os valores mínimos requeridos (US EPA, 2003).

Uma das possíveis justificativas para as altas temperaturas atingidas durante o processo de fermentação da cama é a presença de altos teores de nitrogênio e de carbono orgânico (fontes essenciais de energia para os microrganismos) que foram detectados pelas análises físico-químicas das amostras das camas reutilizadas. Segundo testes realizados por Lavergne *et al.* (2006), o nitrogênio e o carbono orgânico da cama se correlacionam positivamente com altas temperaturas e negativamente com a umidade da cama. Essa foi uma das justificativas da não adição de água nas camas no período de pré-fermentação e o que pode ter potencializado ainda mais o alcance de altas temperaturas. Cabe salientar que a não adição de umidade à cama no período inicial de fermentação confronta com as premissas clássicas da compostagem, que recomenda um teor de umidade inicial entre 40% e 65% para efetividade do processo e para o alcance de altas temperaturas (PACE *et al.*, 1995).

Além de eliminar microrganismos indesejáveis, a fermentação da cama tem também como função reduzir a carga microbiológica em cada sucessiva reutilização (LAVERGNE *et al.*, 2006). Entretanto, no presente estudo não foi observado uma redução da carga de bactérias e fungos entre as amostras de cama reutilizadas com diferentes idades (12, 13 e 14 criadas), indicando que camas reutilizadas tendem a apresentar estabilização da carga microbiológica. De acordo com Thaxton *et al.* (2003), esse mecanismo de estabilização microbiológica se inicia a partir de camas reutilizadas com 4 a 5 criadas, se mantendo constante nas

reutilizações subsequentes e independente do número de frangos alojados. Essa estabilização pode ter sido a principal causa da não sensibilidade dos microrganismos ao efeito tóxico da amônia e na divergência dos resultados com os de Macklin *et al.* (2006). Os autores utilizaram camas reutilizadas com idade de 3 criadas, que poderiam estar em processo de estabilização microbiológica sendo, portanto, mais sensíveis ao efeito da amônia.

Cabe ainda salientar que a carga inicial (dia 1) de bactérias mesófilas aeróbias nas camas reutilizadas encontradas no presente estudo foi muito menor do que a carga de bactérias mesófilas de diversos estudos que utilizaram camas com um menor número de criadas (LU *et al.*, 2003; THAXTON *et al.*, 2003; MACKLIN *et al.*, 2006; SILVA *et al.*, 2007). Dado que as camas reutilizadas no estudo já vinham sendo fermentadas em lotes alternados, sugere-se que essa prática aliada ao manejo adequado da cama durante o período de criação pode ter beneficiado a redução da carga microbiológica da cama.

6.3 CONCLUSÃO – ETAPA 1

Os tratamentos de fermentação da cama com e sem o uso de cobertura foram efetivos na redução da carga de bactérias mesófilas e fungos durante 8 dias de fermentação em camas reutilizadas com idade inicial de 12 criadas.

Sugere-se que o tratamento de fermentação da cama com cobertura seja dispensável devido ao aumento de mão-de-obra para sua utilização, e aos efeitos indesejáveis de acúmulo e volatilização de amônia verificados na fase inicial de criação dos frangos (Etapa 2).

7 RESULTADOS, DISCUSSÃO E CONCLUSÃO – ETAPA 2

7.1 RESULTADOS - ETAPA 2

7.1.1 Período de criação dos frangos – 1, 7, 14 e 21 dias

7.1.1.1 Análise físico-química das amostras de cama

Os dados referentes às análises físico-químicas da cama durante o período de criação dos frangos são apresentados na Tabela 7. Observa-se que o tratamento de fermentação da cama com cobertura apresentou pH mais elevado no dia 7 e maior concentração de amônia na cama na primeira semana de criação (dias 1 e 7) comparado a fermentação da cama sem o uso de cobertura (tratamento de fermentação × dia de criação; $P < 0,05$; Tabela 7). O teor de umidade da cama não diferiu entre os tratamentos de fermentação nas três primeiras semanas de criação (tratamento de fermentação × dia de criação; $P > 0,05$). Contudo, a umidade da cama aumentou ao longo do período de criação, diferindo estatisticamente entre todos os dias de avaliação (dia 1: $16,02 \pm 0,58$; dia 7: $20,11 \pm 0,58$; dia 14: $23,28 \pm 0,58$; dia 21: $27,25 \pm 0,58$; $P < 0,01$).

Tabela 7: Perfil físico-químico de camas reutilizadas (idade de 12 a 14 criadas) em camas fermentadas com e sem cobertura durante as três primeiras semanas de criação dos frangos

Fermentação	Variáveis	Dia 1	Dia 7	Dia 14	Dia 21	EP
Sem cobertura*	pH	8,49 ^a	8,08 ^a	8,54 ^a	8,56 ^a	0,03
	Umidade (%)	15,79 ^a	20,81 ^a	23,11 ^a	27,76 ^a	0,82
	Amônia (ppm)	23,51 ^b	11,94 ^c	17,51 ^b	19,27 ^b	1,72
Com cobertura*	pH	8,52 ^a	8,29 ^b	8,50 ^a	8,59 ^a	0,03
	Umidade (%)	16,25 ^a	19,41 ^a	23,45 ^a	26,73 ^a	0,82
	Amônia (ppm)	35,43 ^a	20,36 ^b	16,84 ^b	25,63 ^b	1,72

^{a,b} Médias com letras diferentes na mesma coluna diferem significativamente, $P < 0,05$; Tratamento de fermentação × dia de criação; EP = Erro padrão.

* As camas reutilizadas foram fermentadas por 8 dias com a umidade natural e no primeiro dia de alojamento houve reposição de 15 m^3 de cama nova nas pinteiras de todos os aviários.

Não foi observado efeito de aviário nas análises físico-químicas da cama ($P > 0,05$). O pH da cama diferiu entre os três blocos (bloco 1: $8,25 \pm 0,02$; bloco 2: $8,50 \pm 0,02$; bloco 3: $8,60 \pm 0,02$; $P < 0,05$) e a umidade da cama no bloco 1 foi menor ($P < 0,05$) do que no bloco 2 e no bloco 3 (bloco 1: $17,12 \pm 0,70\%$; bloco 2: $23,06 \pm 0,70\%$; bloco 3: $24,82 \pm 0,70\%$). A quantidade de amônia liberada pela cama no bloco 3 foi maior ($P < 0,05$) do que no bloco 1 e no bloco 2 (bloco 1: $19,42 \pm 1,19$ ppm; bloco 2: $18,30 \pm 1,19$ ppm; bloco 3: $26,23 \pm 1,19$ ppm).

7.1.1.2 Amônia (NH_3) volatilizada no ambiente dos aviários

A concentração de NH_3 (ppm) no ambiente das instalações é apresentada na Figura 15.

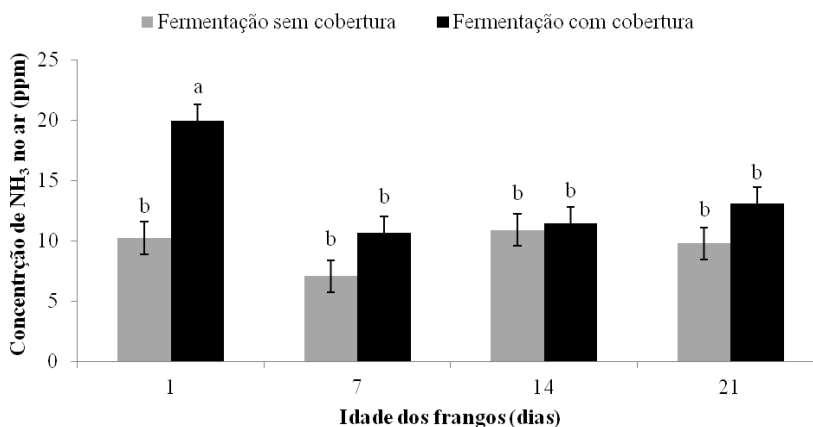


Figura 15: Concentração de NH_3 (ppm) volatilizada no ambiente dos aviários relativa aos tratamentos de fermentação sem cobertura e com cobertura nos dias 1, 7, 14 e 21 de criação dos frangos; ^{a,b} Médias com letras diferentes diferem significativamente, $P < 0,05$. Tratamento de fermentação \times dia de criação (idade dos frangos)

Nos aviários em que as camas foram fermentadas com cobertura, a concentração de NH_3 no ambiente no primeiro dia de criação dos frangos foi quase o dobro (95%) em comparação aos aviários fermentados sem cobertura ($19,96$ vs. $10,24 \pm 1,34$ ppm, respectivamente; tratamento de fermentação \times dia de criação; $P < 0,05$; Figura 15). Entretanto, observa-se que no dia 7 a concentração de NH_3 no ar no

tratamento com cobertura diminuiu e ambos os tratamentos de fermentação apresentaram valores que variaram entre 7 ppm e 13 ppm até a terceira semana de criação (tratamento de fermentação × dia de criação; $P > 0,05$).

Não foi observado efeito de aviário nas avaliações de amônia ($P > 0,05$). A volatilização de NH_3 diferiu significativamente nos 3 blocos avaliados (bloco 1: $5,27 \pm 0,84$ ppm; bloco 2: $17,10 \pm 0,84$ ppm; bloco 3: $12,59 \pm 0,84$ ppm; $P < 0,05$).

7.1.1.3 Incidência e severidade de lesões de pé (PDD) e de joelho

Não houve efeito de tratamento de fermentação da cama na incidência e na severidade de PDD de escores 0, 1, 2, 3 e 4 nos dias 7, 14 e 21 de criação (tratamento de fermentação × dia de criação; $P > 0,05$; Tabela 8).

Tabela 8: Incidência e severidade de lesões de pé (PDD) em frangos de corte com idade de 7, 14 e 21 dias alojados sobre camas reutilizadas (idade de 12 a 14 criadas) fermentadas com e sem cobertura de lona de PVC

Score de PDD	Tratamento de Fermentação	Idade dos frangos (dias)			
		7	14	21	EP
0	sem cobertura	29,3%	17,5%	10,8%	3,6
	com cobertura	38,8%	26,2%	11,8%	3,6
1	sem cobertura	21,3%	6,3%	5,3%	1,2
	com cobertura	16,8%	7,8%	6,2%	1,2
2	sem cobertura	27,8%	23,7%	27,0%	2,5
	com cobertura	23,7%	23,7%	28,0%	2,5
3	sem cobertura	21,3%	52,5%	56,2%	3,7
	com cobertura	20,7%	42,2%	53,8%	3,7
4	sem cobertura	0,2%	0,0%	0,7%	0,1
	com cobertura	0,0%	0,2%	0,2%	0,1

EP = erro padrão. Não houve diferença significativa entre os tratamentos de fermentação da cama na incidência e na severidade de PDD durante as três primeiras semanas de criação dos frangos, $P > 0,05$.

No entanto, houve um aumento médio de 21% para 51% na incidência de PDD de escore 3 do dia 7 para os dias 14 e 21 de criação

(efeito de dia, $P < 0,05$; Tabela 8), enquanto os escores 0 e 1 apresentaram significativo decréscimo à medida que os frangos cresceram (efeito de dia, $P < 0,05$; Tabela 8). Nenhum pintinho apresentou lesão de pé ou de joelho no primeiro dia de alojamento e não foram observados lesões de joelho durante o período de avaliação. Não foi observado efeito de aviário e de bloco nas avaliações de PDD ($P > 0,05$).

7.1.1.4 Peso dos frangos e mortalidade

O peso dos frangos não foi influenciado pelo tratamento de fermentação da cama ou idade dos frangos, nem pela interação entre os dois (tratamento de fermentação \times dia de criação; $P > 0,05$; Figura 16). Não foi observado efeito de aviário e de bloco nas avaliações de pesagem ($P > 0,05$).

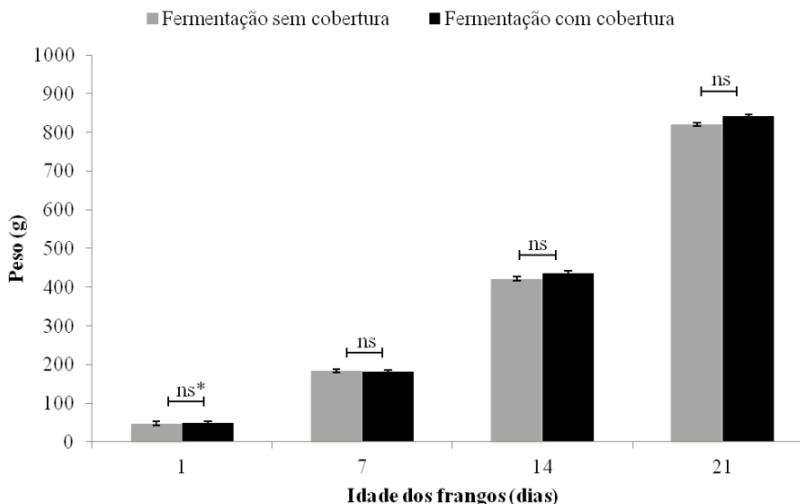


Figura 16: Média de peso semanal dos frangos que foram alojados sobre camas reutilizadas (idade de 12 a 14 criadas) fermentadas com e sem cobertura de lona de PVC. A pesagem dos frangos foi realizada no dia da avaliação de poder-matites. Tratamento de fermentação \times dia de criação (idade dos frangos) $P < 0,05$; * ns = não significativo

A taxa de mortalidade ficou abaixo de 1% em cada semana de avaliação em todos os lotes avaliados de ambos os tratamentos de fermentação (Tabela 10, Anexo – Informações Adicionais).

7.1.1.5 Temperatura externa (ambiente) e interna dos aviários

As temperaturas externa e interna dos aviários não diferiram entre os tratamentos de fermentação nas três primeiras semanas de criação ($P > 0,05$). Não foi observado efeito de aviário nas avaliações de temperatura externa e interna ($P > 0,05$). A temperatura externa diferiu nos 3 blocos avaliados (bloco 1: $28,28 \pm 0,13$ °C; bloco 2: $20,34 \pm 0,13$ °C; bloco 3: $22,01 \pm 0,13$ °C; $P < 0,05$), enquanto a temperatura interna não apresentou diferença significativa ($P > 0,05$).

Tabela 9: Média de temperaturas externa (ambiente) e interna dos aviários que tiveram as camas fermentadas com e sem cobertura

Temperatura	Tratamento de Fermentação	Idade dos frangos (dias)				
		1	7	14	21	EP
Temperatura externa (°C)	sem cobertura	23,7	24,3	23,0	23,3	0,202
	com cobertura	24,2	24,4	22,7	23,0	0,202
Temperatura interna (°C)	sem cobertura	31,1	28,5	26,6	24,8	0,232
	com cobertura	31,1	28,5	27,5	24,2	0,232

Tratamento de fermentação \times dia de criação (idade dos frangos) $P < 0,05$. As médias de temperatura ambiente e de temperatura no interior dos aviários foram registradas sempre no início das avaliações e conferida com o produtor por meio da ficha do lote.

7.1.1.6 Análise de regressão linear múltipla para PDD de escore 3

Observou-se correlação positiva significativa entre escore 3 (evidência de PDD) com o dia de criação (idade dos frangos) ($r^2 = 0,61$; $P < 0,01$) e entre escore 3 de PDD com a umidade da cama ($r^2 = 0,50$; $P < 0,01$). Não houve correlação linear significativa entre escore 3 de PDD com peso dos frangos e amônia liberada pela cama ($r^2 = 0,005$ e $r^2 = 0,17$; $P > 0,05$, respectivamente).

7.2 DISCUSSÃO – ETAPA 2

Nos aviários que tiveram as camas fermentadas com a utilização da cobertura houve maior quantidade de NH_3 liberada pela cama o que resultou em maior volatilização para o ambiente no primeiro dia de alojamento dos frangos. A alta umidade da cama ($> 35\%$), associada ao pH alcalino, propicia condições favoráveis à decomposição do ácido úrico, resultando em maior volatilização de amônia (NH_3) (CAREY *et al.*, 2004). No entanto, a volatilização de NH_3 no tratamento de cama com cobertura não excedeu limites máximos recomendados de 25 ppm (WANG *et al.*, 2011), bem como, o ganho de peso e a mortalidade dos frangos não foi afetado em nenhum dos aviários que receberam os tratamentos de fermentação. Portanto, sugere-se que a volatilização de NH_3 para níveis críticos pode ter sido inibida através do controle da umidade da cama para teores abaixo de 30% durante o período de criação.

A incidência e a severidade de PDD não diferiu entre os métodos de fermentação da cama durante as três primeiras semanas de criação, o que sugere que as maiores quantidades de amônia liberadas pela cama no tratamento com cobertura não foram suficientes para induzir a intensificação das lesões de PDD. Nagaraj *et al.* (2007) and Youssef (2011) também não verificaram o efeito dos níveis de NH_3 liberados pela cama no desenvolvimento de PDD em frangos de corte e perus. Segundo os autores, o desenvolvimento de PDD pode estar relacionado a outros fatores físicos ou químicos presentes na cama devendo, portanto, ser investigados.

No presente estudo observou-se que à medida que os frangos cresceram a umidade da cama e a incidência de PDD de escore 3 aumentaram, indicando que a umidade contribuiu com importância para o desenvolvimento das lesões. Esse achado corrobora com estudos anteriores que apontam a umidade da cama como principal fator para o desenvolvimento de PDD (GREENE *et al.*, 1985; MARTLAND, 1984; BILGILI *et al.* 2009; YOUSSEF, 2011). Martland (1985) e Youssef (2011) concluíram que o teor inadequado de umidade da cama por si só foi responsável pelo desenvolvimento e aumento na incidência de PDD em frangos de corte e perus. De fato, teores de umidade da cama acima de 30% têm sido relatados em diversos estudos ao desenvolvimento de PDD e ao comprometimento do bem-estar de frangos de corte e perus (HARMS *et al.*, 1977; MARTLAND *et al.*, 1985; MAYNE *et al.*, 2007; YOUSSEF *et al.*, 2010).

Embora a umidade das camas avaliadas não tenha atingido teores acima de 30% durante o período de criação, observou-se alta incidência de escore 3 de PDD nas semanas 14 e 21 de criação. Entretanto, todos os lotes experimentais abatidos não apresentaram os índices pré-estipulados pelo frigorífico em estudo, acima de 40%, para condenação por PDD (Tabela 10, Anexo). Considerando que as lesões de pé podem cicatrizar se as condições de qualidade da cama, principalmente a umidade, forem controladas (MARTLAND, 1985), e que as fases iniciais de criação são as mais críticas para o desenvolvimento de PDD, os autores assumem que a incidência de PDD pode ter atingido um máximo e então ter sido reduzida de forma significativa até a data de abate. De fato, a incidência de PDD de escore 3 encontrada no estudo foi muito semelhante às de Santos *et al.* (2002), que relataram incidência de PDD variando entre 50% e 70% em lotes de frangos de corte com idade de 3 semanas no Estado de Minas Gerais.

A incidência de PDD de escore 3 também apresentou correlação positiva com a idade dos frangos, indicando que a densidade de criação poderia estar relacionada ao desenvolvimento das lesões (BUIJS *et al.*, 2009). A avaliação da densidade não foi objetivo do estudo, entretanto, parece que essa não apresentou efeito para o desenvolvimento da etiologia visto que as densidades utilizadas no estudo estavam de acordo com os protocolos de bem-estar para frangos de corte (EUROPEAN COMMISSION, 2000). Dado que a etiologia de PDD é um problema multifatorial (JONG *et al.*, 2012; SHEPHERD e FAIRCHILD, 2010), sugere-se que outros fatores sejam investigados.

Durante o estudo, foi observado que o controle de umidade da cama por meio de frequente revolvimento e remoção das camadas compactadas foi essencial para a minimização de lesões por PDD.

Em relação às lesões de joelho, a sua ausência pode ter sido devida ao curto período de avaliação dos frangos visto que a incidência dessas lesões é frequentemente observada em frangos de maior idade e com maior peso corporal (BROOM e REEFMANN, 2005; HEPWORTH *et al.*, 2010). A baixa incidência dessas lesões em lotes comerciais também pode ser considerada outra hipótese (MENZIES *et al.*, 1997).

7.3 CONCLUSÃO – ETAPA 2

A fermentação da cama em leira com e sem o uso de cobertura não influenciou na incidência e na severidade de nenhum dos escores de PDD nas três primeiras semanas de criação dos frangos.

Com base nos resultados apresentados, sugere-se que a umidade da cama seja mantida em teores abaixo de 30% para reduzir a volatilização de NH_3 para níveis críticos e para minimizar o desenvolvimento de PDD.

8 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O experimento demonstrou que existe uma grande viabilidade na reutilização da cama mesmo para mais de 12 criadas de frangos desde que bem manejada e submetida a métodos de fermentação. No entanto, a fermentação da cama pode estar também reduzindo populações de microrganismos benéficos, principalmente se a população microbiana estiver em equilíbrio.

Sugere-se que em estudos futuros as avaliações de PDD sejam realizadas até o período final de criação, pois o estudo pode demonstrar com dados fornecidos pelo frigorífico que as lesões de PDD podem melhorar e cicatrizar. Além disso, a volatilização de NH_3 também pode ser minimizada se os teores de umidade da cama forem controlados.

É importante ressaltar que durante o estudo nenhum lote de frangos foi medicado ou exposto a algum importante desafio sanitário.

9 REFERÊNCIAS

- ANGELO, J.C.; GONZALES, E.; KONGO, N.; ANZAI, N.H.; CABRAL, M.M.C. Material de cama: qualidade, quantidade e efeito sobre o desempenho de frangos de corte. *Revista Brasileira de Zootecnia* (1997) 26:121-130.
- AOAC. Association of official analytical chemists. 16th ed. Association of Analytical Chemists (2000) Arlington, VA.
- ASK, B. Genetic variation of contact dermatitis in broilers. *Poultry Science* (2010) 89:866–875.
- ATUAHENE, Y.O.; BERNIER, P.E.; ROUSH, W.A.; ARSCOTT, G.H. Effect of biotin on dermatitis and hatchability in dwarf and normal size Single Comb White Leghorn layers. *Poultry Science* (1984) 63:580–582.
- AVILA, V.S.; ABREU, V.M.N.; FIGUEIREDO, E.A.P.; OLIVEIRA, U.; BRUM, P.A. Valor agronômico da cama de frango após reutilização por vários lotes consecutivos. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves (2007). Embrapa Suínos e Aves. Comunicado técnico, 46.
- AVILA, V.S.; MAZZUCO, H.; FIGUEIREDO, E.A.P. Cama de aviário: materiais, reutilização, uso como alimento e fertilizante. Concórdia: EMBRAPA - CNPSA, (1992), 38p. (Circular Técnica, 16).
- BARKER, K.J.; PURSWELL, J.L.; DAVIS, J.D.; PARKER, H.M.; KIDD, M.T.; MCDANIEL, C.D.; KIESS, A.S. Distribution of bacteria at different poultry litter depths. *International Journal of Poultry Science* 9 (2010) 1:10-13.
- BEKER, A.; VANHOOSER, S.L.; SWARTZLANDER, J.H.; TEETER, R.G. Atmospheric ammonia concentration effects on broiler growth and performance. *Journal of Applied Poultry Research* (2004) 13:5–9.
- BELLAVER, C., C.F. COSTA, E.A.P. FIGUEIREDO, F.R.T. JAENISCH, J.A. FÁVERO, J.C.P. PALHARES, L. FIORENTIN, P.A.R. BRUM, P.A. ABREU & V.S. ÁVILA. (2003). Boas práticas de

produção de frangos. Concórdia, Embrapa Suínos e Aves, 12p. (Embrapa, Circular Técnica, 38).

BERG, C. Pododermatitis and hock burn in broiler chickens. Measuring and Auditing Broiler Welfare. C. A. Weeks and A. Butterworth, ed. CABI Publishing, (2004) Wallingford, UK.

BESSEI, W. Welfare of broilers. *World's Poultry Science Journal*, Beekbergen, (2006) 62:455-66.

BILGILI, S.F.; ALLEY, M.A.; HESS, J.B.; NAGARAJ, M. Influence of age and sex on footpad quality and yield in broiler chickens reared on low and high density diets. *Journal of Applied Poultry Research* (2006) 15:433-441.

BILGILI, S.F.; HESS, J.B.; BLAKE, J.P.; MACKLIN, K.S.; SAENMAHAYAK, B.; SIBLEY, J. L. Influence of bedding material on footpad dermatitis in broiler chickens. *Journal of Applied Poultry Research* (2009) 18:583-589.

BILGILI, S.F.; HESS, J.B.; DONALD, J.; FANCHER, B. Practical considerations for reducing the risk of pododermatitis. 7 pg. in: *Avian Brief*, (2010) September.

BLAKE, J.P.; HESS, J.B.; 2001. Litter treatments for poultry. Disponível em: <<http://www.aces.edu/pubs/docs/A/ANR-1199>>. Acesso em: Outubro de 2012.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa Nº 62 de 26 de agosto de 2003. *Diário Oficial da União*, Brasília, DF, Brasil.2003.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. *Projeções do Agronegócio Mundial e Brasil 2011/12 a 2021/22*. Brasília, DF, Brasil. 2011.

BROOM, D.M. Animal welfare: Concepts and measurements. *Journal of Animal Science* (1991) 69:4167-4175.

BROOM, D.M.; REEFMAN, N. Chicken welfare as indicated by lesions on carcasses in supermarkets. *British Poultry Science* (2005) 46: 407-414.

BUIJS, S.; VAN, P.E.; TUYTTENS, F.A.M.; KEELING, L.; RETTENBACHER, S. Stocking density effects on broiler welfare: Identifying sensitive ranges for different indicators. *Poultry Science* (2009) 88:1536–1543.

CAREY, J. B.; LACEY, R.E.; MUKHTAR, S. A review of literature concerning odors, ammonia, and dust from broiler production facilities: 2. Flock and house management factors. *Journal of Applied Poultry Research* (2004) 13:509–513.

CHINIVASAGAM, H.N.; TRAN, T.; BLACKALL, P.J. Impact of the Australian litter re-use practice on *Salmonella* in the broiler farming environment. *Food Research International* (2012) 45:891-896.

CRESSMAN, M.D.; YU, Z.; NELSON, M.C.; MOELLER, S.J.; LILBURN, M.S.; ZERBY, H.N. Interrelations between the microbiotas in the litter and in the intestines of commercial broiler chickens. *Applied and Environmental Microbiology* (2010) 76:6572–6582.

DAWKINS, M.S.; DONNELLY, C.A.; JONES, T.A. Chicken welfare is influenced more by housing conditions than by stocking density. *Nature* 427 (2004) 1:342-344.

DONHAM, K.J.; CUMRO, D.; REYNOLDS, S. Synergistic effects of dust and ammonia on the occupational health effects of poultry production workers. *Journal of Agromedicine* (2002) 8:57–76.

DUPONT. Qualicon Bax® System. PCR assay with automated detection for bacterial screening. Wilmington, DE., (2003).

EUROPEAN COMMISSION. The welfare of chickens kept for meat production. European Commission Health and Consumer Protection (2000).

EKSTRAND, C.; ALGERS, B.; SVEDBERG, J. Rearing conditions and footpad dermatitis in Swedish broiler chickens. *Preventive Veterinary Medicine* (1997) 31:167–174.

ESTEVEZ, I. "Ammonia and Poultry Welfare," Poultry Perspectives (MD Cooperative Extension), (2002) 4:1.

FIORENTIN, L. Aspectos bacteriológicos da reutilização da cama de aviários de frangos de corte: versão eletrônica. EMBRAPA Suínos e Aves (2005) p. 05.

FOREIN AGRICULTURAL SERVICE/FAS/USDA. Food and agriculture organization of the United Nations. Disponível em: <<http://faostat.fao.org>>. Acesso em: Setembro de 2012.

FRANCO, B.D.G.M. Microbiologia dos alimentos. São Paulo: Editora Atheneu (1996) 182 p.

GOAN, C.; WALKER, F.R. Poultry Litter Sampling and Testing. SP 563. University of Tennessee Agricultural Extension Service (2000).

GREENE, J.A.; MCCRACKEN, R.M.; EVANS, R.T. A contact dermatitis of broilers - clinical and pathological findings. Avian Pathology (1985) 14:23-38.

HARMS, R.H.; DAMRON, B.L.; SIMPSON, C.F. Effect of wet litter and supplemental biotin and/or whey on the production of foot pad dermatitis in broilers. Poultry Science (1977) 56:291-296.

HARMS, R.H.; SIMPSON, C.F. Influence of wet litter and supplemental biotin on foot pad dermatitis in turkey poults. Poultry Science (1977) 56:2009-2012.

HARTEL, P.G.; SEGARS, W.I.; SUMMER, J.D.; COLLINS, J.V.; PHILLIPS, A.T.; WHITTLE, E. Survival of fecal coliforms in fresh and stacked broiler litters. Journal of Applied Poultry Research (2000) 9:505-512.

HASHIMOTO, S.; YAMAZAKI, K.; OBI, T.; TAKASE, K. Footpad dermatitis in broiler chickens in Japan. Journal of Veterinary Medical Science (2011) 73:293-297.

HEPWORTH, P.J.; NEFEDOV, A.V.; MUCHNIK, I.B.; MORGAN, K. L. Early warning indicators for hock burn in broiler flocks. Avian Pathology (2010) 39:405-409.

HERNANDES, R.; CAZETTA, J. O. Método simples e acessível para determinar amônia liberada pela cama aviária. *Revista Brasileira de Zootecnia* (2001) 30:824-829.

HESTER, P.Y. The role of environment and management on leg abnormalities in meat-type fowl. *Poultry Science* (1994) 73:904-915.

ICEPA/EPAGRI. Centro de Sócio Economia e Planejamento Agrícola. 2009/2010. Florianópolis. Epagri/Cepa. 315 p. Disponível em: <<http://www.icepa.com.br>>. Acesso em: Dezembro de 2012.

JEFFREY, J.S.; KIRK, J.H., ATWILL, E.R.; CULLOR, J.S. Prevalence of selected microbial pathogens in processed poultry waste used as dairy cattle feed. *Poultry Science* (1998) 77: 808-811.

JONG, I.C.; VAN, H.J.; GUNNINK, H., HINDLE, V.A.; LOURENS, A. Footpad dermatitis in Dutch broiler flocks: Prevalence and factors of influence. *Poultry Science* (2012) 91:1569-1574.

KELLEY, T. R.; PANCORBO, O.C.; MERKA, W.C.; THOMPSON, S. A.; CABRERA, M.L.; BARNHART, H.M.. Bacterial pathogens and indicators in poultry litter during re-utilization. *Journal of Applied Poultry Research* (1995) 4:366-373.

KJAER, J.B.; SU, G.; NIELSEN, B.L.; SORENSEN, P. Foot pad dermatitis and hock burn in broiler chickens and degree of inheritance. *Poultry Science* (2006) 85:1342-1348.

LAVERGNE, T.K.; STEPHENS, M.F.; SCHELLINGER, D.; CARNEY, W.A. In-house pasteurization of broiler litter. *Louisiana Cooperative Extension* (2006) Pub. 2955.

LU, J.; SANCHEZ, S.; HOFACRE, C.; MAURER, J.J.; HARMON, B. G.; LEE, M.D. Evaluation of broiler litter with reference to the microbial composition as assessed by using 16S rRNA and functional gene markers. *Applied and Environmental Microbiology* (2003) 69:901-908.

MACKLIN, K.S.; HESS, J.B.; BILGILI, S.F. In-house composting and its effects on foodborne pathogens. *Journal of Applied Poultry Research* (2008) 17:121-127.

MACKLIN, K.S.; HESS, J.B.; BILGILI, S.F.; NORTON, R.A. Effects of in-house composting of litter on bacterial levels. *Journal of Applied Poultry Research* (2006) 15:531-537.

MARTIN, S.A.; MCCANN, M.A. Microbiological survey of Georgia poultry litter. *Journal of Applied Poultry Research* (1998) 7:90-98.

MARTLAND, M.F. 1984. Wet litter as a cause of plantar pododermatitis, leading to foot ulceration and lameness in fattening turkeys. *Avian Pathology* 13:241-252.

MARTLAND, M.F. 1985. Ulcerative dermatitis in broiler chickens: The effects of wet litter. *Avian Pathology* 14:353-364.

MARTRENCAR, A.; BOILLETTO, T.E.; HUONNIC, D.; POL, F. Risk factors for foot-pad dermatitis in chicken and turkey broilers in France. *Preventive Veterinary Medicine* (2002) 52:213-226.

MANUAL COBB. Breeder Management Guide. 2008. Disponível em: <http://www.cobb-vantress.com/contactus/brochures/Breeder_guide_2008.pdf>. Acesso em: Setembro 2012.

MANUAL ROSS. Broiler Management Manual. 2009. Disponível em: <http://www.poultryhub.org/wpcontent/uploads/2012/06/Ross_US_Broiler_Manual_09.pdf>. Acesso em: Setembro 2012.

MAYNE, R. K.; ELSE, R.W.; HOCKING, P.M. High litter moisture alone is sufficient to cause footpad dermatitis in growing turkeys. *British Poultry Science* (2007) 48:538-545.

MELUZZI, A.; FABBRIC., FOLEGATTI E.; SIRRI F. Survey of chicken rearing conditions in Italy: Effects of litter quality and stocking density on productivity, foot dermatitis and carcass injuries. *Br. Poultry Science* (2008) 49:257-264.

MENDES, A.A.A.; NÄÄS, I.A.; MACARI, M. Produção de frangos de corte. 1ª ed. Facta, Campinas- SP. 356p. (2004).

MENZIES, F.D.; GOODALL, E.A.; MCCONAGHY, D.A.; ALCORN, M.J. An update on the epidemiology of contact dermatitis in commercial broilers. *Avian Pathology* (1998) 27:174–180.

MILES, D.M.; BRANTON, S.L.; LOTT, B.D. Atmospheric ammonia is detrimental to the performance of modern commercial broilers. *Poultry Science* (2004) 83:1650-1654.

MINISTÉRIO DO TRABALHO E EMPREGO/MTE. Portaria 3.214 de Jul. 1978. Normas regulamentadoras de segurança e saúde no trabalho - NR-15: Atividades e operações insalubres. Brasília, 1978.

NÄÄS, I.A.; MIRAGLIOTTA, M.Y. ; BARACHO, M.S.; MOURA, D. J. . Ambiência aérea em alojamento de frangos de corte: poeira e gases. *Engenharia Agrícola* (2007) 27:326-335.

NAGARAJ, M.; WILSON, C.A.P.; SAENMAHAYAK, B.; HESS, J. B.; BILGILI, S. F. Efficacy of a litter amendment to reduce pododermatitis in broiler chickens. *Journal of Applied Poultry Research* (2007) 16:255–261.

OLIVEIRA, M.C.; FERREIRA, H.A.; CANCHERINI, L.C. Efeito de condicionadores químicos sobre a qualidade da cama de frango. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia* (2004) 56:536-541.

OMLAND, Ø. Exposure and respiratory health in farming in temperate zones - a review of the literature. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine* (2002) 9:119–136.

PACE, M.G.; MILLER, B.E.; FARRELL-POE, K.L. The composting process. *USU Extension fact sheet, AG-WM 01*. Logan, UT: USU (1995).

PALHARES, J.C.P.; KUNZ, A. (Ed.). Manejo ambiental na avicultura. *Concórdia: Embrapa Suínos e Aves* (2011) 125-152. Embrapa Suínos e Aves. Documentos, 149.

PATRICK, H.; BOUCHER, R.V.; DUTCHER, R.A.; KNADEL, H.C. Prevention of perosis and dermatitis in turkey poults. *Journal of Nutrition* (1943) 26:197–204.

PATTERSON, P.H.; ADRIZAL, A. Management strategies to reduce air emissions: emphasis-dust and ammonia. *Journal of Applied Poultry Research* (2005) 14:638-650.

RITZ, C.W.; FAIRCHILD, B.D.; LACY, M.P. Litter quality and broiler performance. Cooperative Extension Service-The University of Georgia College of Agricultural and Environmental Sciences. *Bulletin* (2009) 1267.

ROLL, V.F.B.; DAI PRÁ, M; A.; ROLL, A.P. Research on *Salmonella* in broiler litter reused for up to 14 consecutive flocks. *Poultry Science* (2011) 90:2257-62.

RONDÓN, E.O.O. Tecnologias para mitigar o impacto ambiental da produção de frangos de corte. *Revista Brasileira de Zootecnia* (2008) 37:239-252.

SANTOS, R. L.; NUNES, V.A.; BAIÃO, N.C. Pododermatite de contato em frangos de corte. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia* (2002) 54, n.6, ISSN-0102 0935 versão impressa, Belo Horizonte, MG.

SCHEFFERLE, H.E. The microbiology of built up poultry litter. *Journal of Applied Bacteriology* (1965) 28:403–411.

SHEPHERD, E.M.; FAIRCHILD, B.D. Footpad dermatitis in poultry – a review. *Poultry Science* (2010) 89:2043–2051.

SILVA, V.S. Estratégias para reutilização de cama de aviário. In: Conferência Facta de Ciência e Tecnologia Avícolas, SP, Anais. Santos: FACTA (2011), Santos, SP. Anais. Santos: FACTA.

SILVA, V.S.; VOSS, D.; COLDEBELLA, A.; BOSETTI, N.; AVILA, V.S.de. Efeito de tratamentos sobre a carga bacteriana de cama de aviário reutilizada em frangos de corte. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves (2007). 10 p. Embrapa Suínos e Aves. Comunicado Técnico, 467.

SIRRI, F.; MINELLI, G., FOLEGATTI, E.; LOLLI, S.; MELUZZI, A. Foot dermatitis and productive traits in broiler chickens kept with different stocking densities, litter types and light regimen. *Italian Journal of Animal Science* (2007) 6:734–736.

TEDESCO, M.J.; GIANELLO, C.; BISSANI, C.A.; BOHNEN, H.; VOLKWEISS, S.J. *Análise de solo, plantas e outros materiais*. 2.ed. Porto Alegre, Universidade Federal do Rio Grande do Sul (1995) 174p.

TERZICH, M.; POPE, M.J.; CHERRY, T.E.; HOLLINGER, J. Survey of pathogens in poultry litter in the United States. *Journal of Applied Poultry Research* (2000) 9:287-291.

THAXTON, Y.V.; BALZLI, C.L.; TANKSON, J.D. Relationship of broiler flock numbers to litter microflora. *Journal of Applied Poultry Research* (2003) 12:81-84.

UBA - UNIÃO BRASILEIRA DE AVICULTURA. Disponível em: <http://www.uba.org.br/ubanews_files/relatorio_uba_06_07_baixa_1.pdf>. Acesso em: Maio de 2012.

UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY/US/EPA. Environmental Protection Agency. Control of pathogens and vector attraction in sewage sludge. EPA/625/R-92/013, Washington, DC (2003).

VALENTE, B.S.; XAVIER E.G.; MORSELLI T.B.G.A.; JAHNKE D.S.; BRUM JR B.S.; CABRERA B.R.; MORAES P.O.; LOPES D.C.N. Fatores que afetam o desenvolvimento da compostagem de resíduos orgânicos. *Archivos de Zootecnia* (2009) 58:59-85.

WANG, Y.M., MENG, Q.P.; GUO, Y.M.; WANG, Y.Z.; WANG, Z.; YAO, Z.L.; SHAN, T.Z. Effect of atmospheric ammonia on growth performance and immunological response of broiler chickens. *Journal of Animal and Veterinary Advances* (2010) 22:2802-2806.

WQAPP - Welfare Quality® assessment protocol for poultry - broilers, laying hens. Welfare Quality® Consortium, Lelystad, The Netherlands. (2009) 119 p.

YOUSSEF, I.M.I., BEINEKE, A.; ROHN, K.; KAMPHUES, J. Effects of litter quality (moisture, ammonia, uric acid) on development and severity of foot pad dermatitis in growing turkeys. *Journal of Avian Diseases* (2011) 55:51-58.

YOUSSEF, I.M.I.; BEINEKE, A.; ROHN, K.; KAMPHUES, J. Experimental study on effects of litter material and its quality on foot pad dermatitis in growing turkeys. *International Journal of Poultry Science* (2010) 9:1125-1135.

ANEXO - INFORMAÇÕES ADICIONAIS

Tabela 10: Índice de pés aproveitados e condenados e mortalidade dos frangos alojados sobre camas fermentadas com e sem cobertura

Lote abatido	Aviário	Tratamento de fermentação	Idade de abate (dias)	% Pés aproveitados	% Pés condenados	% Mortalidade	Nota Programa 5S
Lote 12	Aviário 8	sem cobertura	48	93,00	7,00	2,50%	9,0
Lote 12	Aviário 9	com cobertura	48	99,00	1,00	1,60%	9,0
Lote 12	Aviário 10	sem cobertura	48	93,00	7,00	2,80%	9,0
Lote 12	Aviário 12	com cobertura	45	95,50	4,50	1,40%	9,0
Lote 13	Aviário 8	sem cobertura	47	70,00	30,00	2,06%	9,2
Lote 13	Aviário 9	com cobertura	49	95,00	5,00	2,07%	9,2
Lote 13	Aviário 10	sem cobertura	46	96,50	3,50	2,99%	9,2
Lote 13	Aviário 12	com cobertura	47	73,00	27,00	6,72%	9,2
Lote 14	Aviário 8	sem cobertura	45	95,00	5,00	2,55%	8,8
Lote 14	Aviário 9	com cobertura	43	94,00	6,00	1,79%	8,8
Lote 14	Aviário 10	sem cobertura	48	92,00	8,00	2,79%	8,8
Lote 14	Aviário 12	com cobertura	47	87,00	13,00	1,36%	8,8
Média	-	-	46,7	90,25	9,75	2,55%	9,0

A avaliação dos pés dos frangos foi realizada pelo sistema de gestão da qualidade do frigorífico; os autores não acompanharam e não tiveram acesso às metodologias empregadas para a análise em questão; 40% foi o índice de condenação aceitável para calo de pé no frigorífico e 5% foi a mortalidade aceitável para o lote de frangos; a nota do programa 5S foi referente ao senso de utilização, ordenação, limpeza, higiene e auto-disciplina atribuída ao produtor de frangos em sua granja.