

Reutilização da cama na criação de frangos e as implicações de ordem bacteriológica na saúde humana e animal



República Federativa do Brasil

Luiz Inácio Lula da Silva

Presidente

Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

Roberto Rodrigues

Ministro

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária-Embrapa

Conselho de Administração

Luis Carlos Guedes Pinto

Presidente

Sílvia Crestana

Vice-Presidente

Alexandre Kalil Pires

Ernesto Paterniani

Hélio Tollini

Marcelo Barbosa Saintive

Membros

Diretoria-Executiva da Embrapa

Sílvia Crestana

Diretor-Presidente

José Geraldo Eugênio de França

Kleper Euclides Filho

Tatiana Deanede Abreu Sá

Diretores-Executivos

Embrapa Suínos e Aves

Ésio Antônio Pereira de Figueiredo

Chefe-Geral

Jerônimo Antônio Fávero

Chefe-Adjunto de Comunicação e Negócios

Claudio Bellaver

Chefe-Adjunto de Pesquisa e Desenvolvimento

Dirceu Benelli

Chefe-Adjunto de Administração

Documentos 94

Reutilização da cama na criação de frangos e as implicações de ordem bacteriológica na saúde humana e animal

Laurimar Fiorentin

*Concórdia, SC
2005*

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Suínos e Aves

Caixa Postal 21

89.700-000, Concórdia, SC

Telefone: (049) 4428555

Fax: (049) 4428559

<http://www.cnpsa.embrapa.br>

sac@cnpsa.embrapa.br

Comitê de Publicações da Unidade:

Presidente: *Jerônimo Antonio Fávero*

Membros: *Claudio Bellaver*

Cícero J. Monticelli

Gerson N. Scheuermann

Airton Kunz

Valéria M. N. Abreu

Suplente: *Arlei Coldebella*

Revisão técnica: *Cícero J. Monticelli, Virginia S. Silva, Fátima R. F. Jaenisch*

Coordenação editorial: *Tânia Maria Biavatti Celant*

Normalização bibliográfica: *Irene Z.P. Camera*

Editoração eletrônica: *Vivian Fracasso*

Foto da capa: *Laurimar Fiorentin*

Tiragem: 100 unidades

Todos os direitos reservados.

A reprodução não-autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei n.º 9.610).

Fiorentin, Laurimar

Reutilização da cama de frangos e as implicações de ordem bacteriológica na saúde humana animal/ Laurimar Fiorentin.- Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2005.

23p.; 29cm. (Embrapa Suínos e Aves. Documentos, ISSN 0101-6245; 94).

1. Frango de corte - produção. 2. Cama de frango - reutilização. 3. Saúde humana. 3. Cama de frango - bacteriologia. I. Título. II. Série.

CDD 636.51

© Embrapa 2005

Autor

Laurimar Fiorentin

Médico Veterinário, M.Sc.,Ph.D.

Pesquisador III

Embrapa Suínos e Aves

laurimar@cnpa.embrapa.br

Sumário

1. Introdução	07
2. Bactérias presentes na cama de frangos de corte.....	09
3. Patógenos zoonóticos.....	11
4. Resistência bacteriana a antibióticos.....	12
5. Patógenos para outras espécies animais	13
6. Redução da carga bacteriana da cama.....	13
6.1 Potencial de hidrogênio (pH).....	13
6.2 Atividade de água.....	15
6.3 Temperatura e fermentações.....	15
6.4 Desinfetantes.....	16
7. Conclusões.....	17
8. Referências bibliográficas.....	17

Reutilização da cama na criação de frangos e as implicações de ordem bacteriológica na saúde humana e animal

Laurimar Fiorentin

1. Introdução

A cama de aviário para a criação de frangos de corte consiste geralmente da maravalha intencionalmente depositada no chão do aviário, além das excretas, restos de ração, penas, pele e insetos acumulados ao longo do tempo. Embora o uso de materiais alternativos à maravalha possa determinar composições químicas ligeiramente diferentes, a cama em geral consiste de aproximadamente 14% de proteína bruta, 16% de fibra bruta, 13% de matéria mineral e 0,41% de extrato etéreo (Centro Nacional de pesquisa de Suínos e Aves, 1991). A composição da cama, que já é rica em nutrientes para as formas de vida bacterianas ali presentes, fica ainda aliada ao pH variando entre 6 e 9 (Jeffrey et al., 2001), a atividade de água (A_w) atingindo facilmente os índices de 0,90 (Carr et al., 1995) e temperatura variando de 20 a 32°C, dependendo da idade das aves (Avila et al., 1992). Este conjunto consiste em uma combinação de composição nutritiva e elementos físicos adequados à vida bacteriana e constituem um meio ótimo para a multiplicação de inúmeras espécies, sobretudo aquelas originárias da excreta e que se multiplicam na cama ao longo do tempo.

Bactérias são organismos largamente distribuídos na natureza. Mesmo em aviários novos, antes do alojamento de pintos pode-se isolar coliformes (Jaenisch et al., 2004). A introdução de concentrações consideráveis de bactérias, entretanto, se faz pelo alojamento dos pintos, os quais trazem bactérias adquiridas no incubatório e pela sua manipulação, pela água (Barton, 1996) e pela ração (Hofacre et al., 2001). Após a ingestão há uma seleção para as espécies capazes de se multiplicar no trato digestivo e depois o enriquecimento para aquelas capazes de se multiplicarem na cama, compondo assim uma microbiota específica.

A presença de bactérias na cama desencadeia problemas de várias naturezas. Entre esses figuram a contaminação do ambiente onde a cama é depositada, caso essa não seja submetida a fermentação ou outro processo de redução de bactérias. A maior contaminação externa das carcaças, seguida de maiores níveis de contaminação do produto final obtido dos frangos criados sobre cama contaminada é outro problema freqüente. Finalmente, a característica comportamental dos frangos ingerirem cama juntamente com artrópodos é de suma importância, devido à sua contaminação com patógenos aviários durante toda a fase de criação e à contaminação com patógenos zoonóticos por ocasião da retirada da ração no pré-abate (Bates et al., 2004). Este fator pode

contribuir para a maior contaminação do trato digestivo e aumentar os níveis de contaminações oriundas da abertura acidental do ingluvío ou dos intestinos, por ocasião do abate.

O acúmulo de bactérias na cama não é necessariamente um problema, dependendo da bactéria envolvida. Muitas Gram-positivas como os Lactobacilos e Bifidobacterium, estão presentes na excreta de frangos e não estão relacionadas a problemas de nenhuma ordem (Amit-Romach et al., 2004). No entanto, o acúmulo de patógenos na cama, sobretudo da classe das Enterobactérias e de bactérias zoonóticas em geral, gera preocupações com respeito a possíveis problemas causados no próprio lote de frangos e, eventualmente, na saúde do consumidor. Nesses casos, a preocupação com respeito às bactérias da cama não reside apenas em sua multiplicação a números elevados mas na sua presença, porque a capacidade de expansão de bactérias zoonóticas em produtos mal conservados pode desencadear problemas futuros, durante o armazenamento ou tempo de prateleira, caso acarretem contaminação do produto final (Hook et al., 1996).

A multiplicação das bactérias na cama é inerente à produção e pode ser minimizada mas não evitada. Os frangos são criados em um ambiente que oferece condições ótimas para a multiplicação de bactérias da microbiota fisiológica, sobretudo de Lactobacilos e outros Gram-positivos benéficos, porém estas condições também facilitam a multiplicação das colônias de patógenos ou outras bactérias indesejáveis. Entre esses organismos indesejáveis, figuram principalmente Salmonelas e Campilobacter, responsáveis por problemas inerentes à segurança alimentar e *Escherichia coli* (*E. coli*) causadora nos próprios frangos, da dermatite necrótica também conhecida por celulite. Outras bactérias, como *Clostridium perfringens* (*C. perfringens*) e *Staphylococcus aureus* (*S. aureus*), estão no ambiente como contaminantes e desempenham um papel de patógeno oportunista e/ou contaminantes de alimentos e devem também ser contempladas quando se trata de contaminações oriundas da cama.

Além das bactérias, fatores inerentes ao seu controle podem ser problemáticos para a produção. Especialmente o uso repetido de antibióticos, tem sido questionado como um fator de seleção de bactérias resistentes que podem atingir o consumidor do produto final, ou mesmo acarretarem o uso de mais antibióticos nos próprios frangos. Além disso, o resíduo do antimicrobiano pode permanecer na carcaça mesmo se retirado da dieta, devido ao hábito dos frangos ingerirem cama. A presença destes resíduos pode acarretar problemas de saúde pública, bem como a rejeição de produtos avícolas pelos mercados compradores.

Este texto faz uma revisão dos principais problemas de ordem bacteriológica relacionados à reutilização da cama no aviário de frangos. Uma revisão crítica das principais bactérias de interesse, bem como dos métodos de minimização de seu impacto são também discutidos. A apresentação das possibilidades de

solução dos problemas, segue uma postura crítica de análise comparativa entre o que é ideal para a saúde humana, o bem estar animal e o que é compatível com a produção de frangos em larga escala. De forma geral, não há perfeita compatibilidade entre a reutilização da cama na criação de frangos e a preservação da saúde pública e animal, ou mesmo da preservação do ambiente natural. É necessário, portanto, esforço por parte da avicultura organizada para reduzir os impactos negativos da reutilização da cama, sem porém aumentar demasiadamente os custos da produção. A utilização de cama nova a cada lote seria o ideal do ponto de vista de saúde pública mas aumenta o custo de produção e gera um grande volume de resíduos, que nem sempre recebem o destino adequado. A utilização da cama de aviário como fertilizante pode ser uma boa estratégia agrícola de utilização de fertilizante de baixo custo ou se constituir em uma agressão ao solo, caso a adição de nutrientes seja feita de forma a causar toxicidade. Os frangos são geralmente criados em áreas de alta densidade populacional e geram grande volume de resíduos em uma área específica, não sendo muitas vezes economicamente viável transportá-los a grandes distâncias, para onde o solo ainda pode receber os nutrientes oriundos da compostagem da cama. Muito frequentemente, isto acarreta incorporação de um excedente de nutrientes no solo, que por sua vez acabam poluindo os mananciais.

Esta publicação apresenta uma revisão crítica do estado da arte em relação às contaminações bacterianas oriundas da cama, mas não apresenta a solução sob um ponto de vista apenas, porque seria desconsiderar que a produção de frangos está inserida nos três contextos, econômico, social e ambiental.

2. Bactérias presentes na cama de frangos de corte

As bactérias presentes na cama são especialmente aeróbias e microaerófilas, oriundas principalmente da excreta. As Gram-positivas mais frequentes são os Lactobacilos, enquanto as Gram-negativas são representadas principalmente pela *E. coli* (Nandi et al., 2004). A composição do nicho bacteriano da cama é muito aproximada da composição da microbiota fisiológica do íleo de frangos, representada por aproximadamente 70% de Lactobacilos, 11% de *Clostridium* spp., 6,5% de *Streptococcus* spp. e 6,5% de *Enterococcus* spp. A microbiota fisiológica dos cecos varia em composição quando comparada ao íleo, sendo majoritariamente composta por *Clostridium* spp. Porém, o ecossistema da cama se parece pouco com aquele dos cecos e provavelmente não permite grande multiplicação de *Clostridium* em função da aerobiose, além de que a produção de fezes cecais é de menor volume do que aquelas originárias do cólon (Lu et al., 2003).

A digesta de frangos contém entre 10^8 e 10^{10} bactérias Gram-positivas e 10^6 a 10^7 bactérias Gram-negativas por grama. A cama apresenta em média 10 vezes menos bactérias que a digesta, porém, ainda assim esta é uma concentração elevada de organismos. Essa concentração, entretanto, ainda

pode crescer na magnitude 10 a cada lote criado sobre a mesma cama (Nandi et al., 2004; Rehberger, 2002), atingindo, portanto, os mesmos níveis que a digesta. Sob o ponto de vista prático, pode-se assumir que a concentração de bactérias na cama durante a criação de frangos é aproximada à das fezes.

Vários patógenos presentes na cama de frangos, geram preocupações quanto a possíveis problemas por eles causados, diretamente na produção ou para o consumidor dos produtos acabados. Essas bactérias são, via de regra, trazidas pelos pintos e perpetuadas no aviário de lote para lote na própria cama, ou albergadas em reservatórios que escapam à desinfecção, como os cascudinhos e os roedores. O patógeno aviário mais frequentemente relacionado à cama parece ser *E. coli* causador de dermatite necrótica. A ocorrência de dermatite em frangos depende da presença de amostras específicas de *E. coli*, com fatores de virulência capazes de desencadear inflamação cutânea em uma lesão já formada (Norton et al., 1999), ou que permitam sua adesão à pele, como parece ser mais freqüente com o sorotipo O78:K80 (Leclerc et al., 2003; Jeffrey et al., 2004). Alguns autores têm observado também que estas amostras de *E. coli* têm ocorrência específica em determinadas granjas (Singer et al., 2000). Nestes casos, o ambiente, sobretudo a cama, tem papel importante como reservatório do patógeno (Schrader et al., 2004) e para a perpetuação da dermatite em granjas problemáticas.

C. perfringens é um patógeno oportunista causador de enterite necrótica (Heier et al., 2001). A sua presença é freqüente no intestino dos frangos (Shane et al., 1984) e a cama pode ser a fonte de reinfecção para quadros de enterite necrótica, especialmente após surtos de coccidiose (Baba et al., 1997; Droual et al., 1994) ou da retirada de antibióticos promotores de crescimento da ração (Elwinger et al., 1998; Grave et al., 2004). Tem sido observado que a ingestão de bactérias da microbiota simbiótica de frangos reduz a incidência de enterite necrótica causada por *Clostridium*, fortalecendo a hipótese de que a contaminação via oral com altas concentrações da bactéria, ou de seus esporos, é importante no estabelecimento do quadro intestinal (Kaldhusdal et al., 2001). A ingestão de cama e moscas, já foi confirmada como um fator predisponente à enterite necrótica causada por *C. perfringens* (Dhillon et al., 2004) e a ingestão de outras larvas ou insetos criados na cama pode também ter o mesmo efeito.

S. aureus é outra bactéria muito freqüente na cama de frangos. Inoculações acidentais em ferimentos na planta dos pés pode desencadear infecções articulares (McNamee et al., 1998) ou mesmo sistêmicas (Zhu et al., 2001). A infecção por *S. aureus* é um importante coadjuvante para o agravamento de outras infecções, como aquelas causadas por *Mycoplasma synoviae* (McNamee et al., 1998) ou Adenovirus (Mckenzie & Bains, 1976), e pode representar perdas de desempenho nos frangos quando associada a esses ou outros patógenos. Como causadora de infecção sistêmica, *S. aureus* ainda pode acarretar taxas elevadas de mortalidade.

3. Patógenos zoonóticos

Além de ser um patógeno aviário, *C. perfringens* é uma bactéria freqüentemente implicada como contaminante de alimentos, especialmente devido à ocorrência de amostras produtoras de toxinas enteronecróticas (Hook et al., 1996; Wen & McClane, 2004). Essa bactéria pode ser uma importante causa de problemas à saúde do consumidor, bem como de perdas à indústria pela necessidade de eliminar os alimentos eventualmente contaminados. O ambiente do aviário está geralmente contaminado pela bactéria, trazida pelos pintos já no primeiro dia (Craven et al., 2001) e que se perpetua na cama, de onde pode ser fonte de contaminação intestinal e conseqüentemente para as carcaças. A administração de *Bacillus subtilis* (Ragione & Woodward, 2003) e outras bactérias não patogênicas (Craven et al., 1999; Kaldhusdal et al., 2001) reduz a colonização intestinal por *C. perfringens*, indicando a importância de ingestão da bactéria como fator de risco no estabelecimento de aves portadoras. Com respeito às contaminações de importância para o abate, assim como evidenciado para outras bactérias, é notável que a retirada da ração no período pré-abate estimula os frangos a recuperarem seus hábitos naturais de ingerirem insetos da cama, junto com a qual adquirem patógenos que carregam ao abatedouro.

A cama também é um importante reservatório de Salmonelas. A fonte de contaminação inicial da cama, podem ser os próprios pintos ou vetores que permaneceram no aviário como reservatórios da bactéria. Skov et al. (2004) demonstraram que *Salmonella indiana* isolada de cascudinhos da cama ou dos frangos tinha o mesmo perfil de amplificação de DNA, demonstrando de forma quase definitiva a origem da infecção. Um estudo, pelo menos, também identificou a presença de Salmonela no aviário no primeiro dia, como a principal fonte de infecção dos pintos (Lahellec et al., 1986), exemplificando a interação entre a cama e os pintos como mútua fonte da contaminação. Um estudo francês também identificou a presença de Salmonela no aviário no dia de alojamento dos pintos como o maior fator de risco para a contaminação de carcaças ao abatedouro (Rose et al., 1999). Outra fonte importante de contaminação, é a permanência de Salmonelas em pequenas porções de cama que permanecem em volta do aviário entre lotes e que não são submetidas à processo algum de descontaminação (Davies & Wray, 1996). Como acontece com os demais patógenos zoonóticos, a ingestão de cama como fonte de contaminação é particularmente importante por ocasião da retirada do alimento no pré-abate (Ramirez et al., 1997).

Campilobacter é uma espécie de grande importância para a segurança alimentar, sobretudo o *Campylobacter jejuni*. A infecção de humanos por esse patógeno, está muitas vezes associada ao consumo de frangos e seus derivados, tornando esta bactéria em um dos principais alvos do controle microbiológico na indústria avícola (Patrick et al., 2004). Embora a gastroenterite causada por Campilobacter seja geralmente benigna em humanos, um caso em 1000 aproximadamente, pode evoluir para a síndrome

de Guillain-Barré, uma desordem do sistema nervoso periférico, o que tem transformado a bactéria em um alvo de intenso controle pelos órgãos responsáveis pela saúde pública (Butzler, 2004). *Campilobacter* está freqüentemente associado a insetos, os quais têm a cama como seu nicho e contaminam os frangos devido aos seus hábitos naturais de ingerirem artrópodes. Moscas nascidas da cama úmida, são importante fonte de infecção por *Campilobacter* (Hald et al., 2004). Cascudinhos também podem albergar a bactéria entre lotes e podem atuar como fator de contaminação da cama nova (Bates et al., 2004; Skov et al., 2004).

4. Resistência bacteriana a antibióticos

Antibióticos começaram a ser usados na produção animal na década de 1940 e desde então a relação entre o seu uso e ganhos na produção tem sido fortalecida. Nos anos da década de 1960, porém, já se verificava a possibilidade de que o próprio uso do antibiótico iria selecionar bactérias resistentes, e nos últimos 30 anos os mecanismos da aquisição e transferência desta resistência foram esclarecidos de forma satisfatória pela ciência. Uma população selvagem de bactérias tem aproximadamente 2% de células resistentes a um determinado antibiótico, seja este qual for. O uso do próprio antibiótico elimina as bactérias sensíveis, enriquecendo a população com as resistentes para níveis de até 10%, sendo portanto a seleção para a resistência aos antibióticos inerente ao seu próprio uso na produção (Novick, 1981). Além de selecionar diretamente as bactérias resistentes, os antibióticos têm a ação secundária de aumentar as chances da transmissão desta resistência à bactérias sensíveis, inclusive de outros gêneros, pelo fato de aumentarem a freqüência de genes da resistência na população. A transferência de genes de resistência entre bactérias é um processo ativo e envolve plasmídeos (Cattoli, 2003; Saens et al., 2004) ou genes cromossomais (Nandi et al., 2004).

A preocupação com o uso de antibióticos em frangos e o possível acúmulo de seus resíduos na cama, é justificada pelo fato de que várias bactérias zoonóticas tem os frangos e os seres humanos como hospedeiros. A possibilidade de aquisição de bactérias resistentes pelo consumo de frangos é uma preocupação justificável, uma vez que dificultaria o tratamento, sobretudo de gastroenterites causadas por bactérias multi-resistentes a antimicrobianos de mesmo princípio de ação, e que sejam usados tanto em animais de criação quanto em humanos.

A presença nos aviários, de bactérias resistentes a antibióticos, como *Pseudomonas*, *Campilobacter* (Kelley et al., 1998) e *E. coli* (Hinton et al., 1982; Khan et al., 2005), apresentando inclusive resistência a múltiplos antimicrobianos, parece ser muito freqüente. A introdução destas amostras resistentes pode ser feita pelo alimento, através de bactérias que contaminam subprodutos animais e se integram novamente à ração formulada com esses

ingredientes. Rações podem conter até 10^4 bactérias por grama, incluindo aquelas resistentes aos mais diversos antibióticos e que são provavelmente originárias da pressão de seleção imposta pelo uso dos próprios antimicrobianos na produção e a conseqüente reutilização de resíduos de matadouro não adequadamente processados (Hofacre et al., 2001).

5. Patógenos para outras espécies animais

A cama de aviário pode também conter patógenos para outras espécies. Essa eventualidade implica, às vezes, em restrições de seu uso como alimento na produção animal. Entre essas bactérias patogênicas figuram *Clostridium* spp., *E. coli* hemolítica, *S. aureus*, *Campilobacter* e várias espécies de *Salmonelas* (Ogonowski et al., 1984; Jeffrey et al., 1998). A possibilidade da presença de prions na cama, originários de resíduos de abatedouro eventualmente contaminados e usados na formulação de ração de frangos, também implica em restrições de suma importância para se evitar a sua veiculação, especialmente a bovinos alimentados com cama de aviário. A presença de componentes de bovinos na ração e sua conseqüente presença na excreta dos frangos é contrária aos princípios básicos do controle de prions, que consiste, entre outros aspectos, de se evitar a alimentação de animais com resíduos da própria espécie (Ramamamy, 2004). Outro risco inerente ao uso da cama de aviário na alimentação de bovinos é a possibilidade de ocorrência de botulismo, devido à presença eventual de altas concentrações de *Clostridium botulinum*, produtor da toxina botulínica, ou de seus esporos (Neill et al., 1989; Livesey et al., 2004). Embora com menor ocorrência, a cama é também uma fonte de esporos e larvas contendo a toxina C1 L, causadores de botulismo nos próprios frangos (Dohms et al., 1982; Hyun & Sakaguchi, 1989).

6. Redução da carga bacteriana da cama

6.1 Potencial de hidrogênio (pH)

O pH da cama pode variar desde o levemente ácido (pH 6,0) até o francamente alcalino (pH 9,0) (Jeffrey et al., 2001). Essa variação, abrange uma amplitude que permite a multiplicação da maioria das bactérias de interesse na produção de frangos, incluindo os patógenos zoonóticos como *Salmonelas* e *Campilobacter*. O pH é um indicador de elétrons dissociáveis e pode ser manipulado, até certo ponto, sendo elevado ou reduzido a níveis que dificultam a multiplicação das bactérias indesejáveis. Porém, a diminuição do pH é mais freqüente como método de redução do impacto bacteriano da cama, uma vez que também reduz a volatilização da amônia e conseqüentemente evita danos ao aparelho respiratório.

A criação de até quatro lotes na mesma cama não altera o pH de forma significativa. Avila et al. (1993b) observaram o pH variando apenas de 8,89 a 8,92 entre quatro lotes, sendo que os diferentes materiais empregados na cama, como maravalha ou capim, apenas causaram variação de 8,61 a 9,12, estando ainda na faixa de crescimento da maioria das bactérias de origem intestinal. A alteração do pH da cama deve ser esperada, portanto, somente com alguma ação específica para tal.

A redução do pH da cama pode diminuir a concentração de bactérias e melhorar as condições do ar no aviário (Ivanov, 2001). A amônia somente se volatiliza em pH 7,0 ou superior (Reece et al., 1979), e a manutenção de leve acidez na cama é benéfica à criação. A amônia é produzida por bactérias que utilizam o ácido úrico presente na excreta dos frangos, sendo um poluente ambiental que afeta principalmente o aparelho respiratório das aves devido à exposição continuada, que causa cilioestase e favorece a instalação de infecções locais. A presença de níveis elevados de amônia por períodos longos está também relacionada a danos no aparelho respiratório, os quais levam a maior sensibilidade à doenças infecciosas deste sistema (Terzich, 1995). A amônia é ainda um poluente que afeta o homem, sendo que a redução de seus níveis também melhora as condições de trabalho na granja.

Estudos iniciais que usaram formaldeído para reduzir o número de bactérias na cama, também causaram a redução do pH, levando à hipótese de que a acidificação direta da cama traria benefícios para a produção. Vários estudos têm mostrado que o uso de ácidos reduz efetivamente a concentração de bactérias viáveis na cama. A adição de 5% de ácido cítrico reduz o pH a 5,0, sendo eficiente na redução da concentração de bactérias (Ivanov, 2001). A acidificação da cama também reduz a volatilização da amônia e pode ser um fator positivo para a produtividade do lote enquanto reduz a irritação do trato respiratório. Entretanto, as práticas de acidificação da cama introduzem custo extra à produção, na forma do gasto com o acidificante e com a mão de obra.

O uso de bisulfato de sódio na concentração aproximada de 2,25Kg a cada 9,29 m², antes do alojamento dos pintos, reduz as contagens de bactérias totais da cama na primeira semana, enquanto a concentração de *E. coli* é reduzida por até duas semanas (Pope & Cherry, 2000). Estes resultados são de grande importância, para demonstrar que a acidificação inicial da cama, pode não ser uma solução definitiva em função da capacidade tamponante da excreta, que neutraliza seu efeito com o passar do tempo. A acidificação da cama através da borrifação de lignosulfato de sódio, ácido fórmico ou ácido propiônico, parece reduzir inclusive as contagens intestinais de Enterococos e Clostridium, enquanto aumenta a concentração de Lactobacilos (Garrido et al., 2004).

A adição de bisulfato de sódio ou sulfato de alumínio na cama também pode ser benéfica. A redução da contaminação por *Campilobacter* pode ser obtida com o uso desses aditivos, embora a redução de *Salmonella* pareça ser mais

difícil de se conseguir. Line (2002) observaram que a acidificação da cama reduz a colonização dos cecos por *Campilobacter*, baixando a concentração da bactéria na magnitude de dez mil vezes na sexta semana de vida. Infelizmente, o tratamento não teve efeito significativo sobre a concentração de *Salmonelas* nos cecos ou nas carcaças.

A elevação do pH pode ter alguma ação benéfica na redução da concentração de bactérias, mas é mais difícil de ser atingida. A adição de gesso ou cal não parece alterar consideravelmente o pH da cama (Avila et al., 1993a), embora possa ter ação de redução da Atividade de água (A_w).

6.2 Atividade de água

A A_w é um parâmetro de avaliação da umidade, definido como a capacidade da amostra em umidificar o ar em sua volta. Em outras palavras, define a quantidade de água disponível para as bactérias, de forma mais adequada que o simples inverso da matéria seca. A A_w acima de 0,85 facilita a multiplicação de bactérias. Entretanto, algumas bactérias como as *Salmonelas* possuem capacidade de adaptação para sobreviverem em baixa A_w , fazendo deste um parâmetro útil para a indicação de possível multiplicação exagerada de bactérias quando alto, mas sem necessariamente indicar ausência de bactérias quando baixo. Experimentalmente, se verificou um aumento de 100 vezes na concentração de *Salmonelas* no período de 24 horas, quando submetida a crescimento em cama com A_w de 0,932 ou 0,987. A mesma amostra de *Salmonela* foi capaz de se adaptar quando a A_w foi reduzida de 0,987 para 0,893, indicando a necessidade de se manter a cama com A_w menor que 0,85 para se evitar a multiplicação de *Salmonelas* (Rezende et al., 2001).

Embora a alta atividade de água favoreça à multiplicação de *Salmonelas*, a presença da bactéria não está condicionada à áreas da cama com alta umidade apenas (Hayes et al., 2000). A capacidade das *Salmonelas* permanecerem viáveis, mesmo em baixa concentração deve ser levada em conta como fonte de uma contaminação que pode se amplificar nos frangos devido à ingestão de cama seguida do estresse do pré-abate.

6.3 Temperatura e fermentações

A temperatura é um agente físico de grande eficiência na inativação de bactérias. A forma factível de se obter altas temperaturas na cama do aviário é através da fermentação, sendo portanto, apenas possível na ausência dos frangos. A multiplicação inicial de bactérias mesófilas aumenta a temperatura do composto, o que por sua vez facilita o desenvolvimento das espécies termófilas. A temperatura elevada determina então a inativação dos mesófilos, dentre os quais se encontram as bactérias patogênicas para as espécies homeotérmicas, como são o homem e as aves. Termófilos, por sua vez, não

irão se multiplicar no ambiente natural ou no aviário quando a cama for usada como fertilizante ou reutilizada para a criação de novo lote de frangos.

Embora a temperatura seja eficiente na inativação das principais bactérias de interesse, a dificuldade, no entanto, está em fazer a cama atingir a temperatura de pelo menos 70°C de forma uniforme. O Departamento de Agricultura dos Estados Unidos recomenda temperaturas de cozimento de no mínimo 71°C para a inativação de *Salmonelas* e *E. coli*, enquanto as fermentações de cama atingem, na maioria das vezes, a 60°C apenas (Haapapuro et al., 1997). Além disso, pilhas de cama que atingem 50°C internamente podem apresentar temperaturas de apenas 23°C na superfície (Jeffrey et al., 1998). Outro problema freqüente é o não atingimento de altas temperaturas devido à reduzida atividade microbiana. Como visto anteriormente, os níveis de nutrientes e o pH são geralmente adequados à multiplicação de bactérias, mas os níveis de umidade podem estar eventualmente baixos.

Além da sua volatilização na forma de amônia, a compostagem proporciona a transformação de nitrogênio inorgânico em proteína bacteriana. Nesta forma o nitrogênio é mais lentamente liberado no solo, ou mineralizado, reduzindo seu potencial como poluente. Outro benefício da compostagem é proporcionar redução de artrópodos. Moscas e cascudinhos, os quais atuam como vetores de bactérias contaminantes da cama, são em geral inativados com as fermentações (Stafford & Collison, 1987).

6.4 Desinfetantes

Desinfetantes são importantes aliados na redução da carga bacteriana de qualquer superfície. Sua ação, entretanto, pode ser facilmente inibida pela matéria orgânica ou pela barreira física dos biofilmes produzidos pelas próprias bactérias (Carr et al., 1999). A ação dos desinfetantes diretamente sobre a cama tem, portanto, pouca possibilidade de sucesso. Mesmo no caso do iodo, que tem alguma ação na presença de matéria orgânica, a lavagem prévia para a remoção da matéria orgânica é sempre recomendada. A utilização de desinfetantes, entretanto, pode ser de grande importância na preparação do aviário aliados ao vazio entre lotes, sobretudo na eliminação de bactérias que tendem a permanecer no ambiente por longos períodos.

Uma vez procedida a remoção da cama e a lavagem do aviário, vários desinfetantes podem ser usados na inativação de bactérias e serem úteis para evitar a recontaminação da cama nova. Entre estes figuram os aldeídos (formaldeído e glutaraldeído), peróxidos, compostos de amônia quaternária, bifenóis e iodo (Ruano et al., 2001). Compostos de formol parecem ser eficientes na eliminação de *Salmonelas* diretamente na cama (Tucker et al., 1975; Williams, 1980), porém são produtos em desuso, devido à preocupações com a saúde dos trabalhadores, bem como dos consumidores que eventualmente entrem em contato com resíduos oriundos da produção.

7. Conclusões

A presença de bactérias na cama deve ser considerada sob a ótica de um problema para a criação de frangos. O nicho da cama permite a multiplicação de inúmeras espécies de bactérias, dentre as quais figuram importantes patógenos aviários e zoonóticos, sobretudo Salmonelas e Campilobacter. A substituição da cama após a criação de cada lote gera custos adicionais à produção, além de grandes volumes de resíduos que nem sempre são utilizados como fertilizantes na forma adequada. Uma alternativa que contempla ambas as necessidades de se manter a saúde do plantel e do consumidor, e ainda reduzir o impacto ambiental, é a reutilização da cama por vários lotes.

A redução da concentração de bactérias se faz necessária quando se pretende usar a mesma cama para criar novos lotes de frangos. As fermentações, a acidificação, e a redução da atividade de água parecem surtir efeito, especialmente na redução de patógenos zoonóticos. Sob o ponto de vista da produção, a redução de patógenos aviários também pode ser obtida pelo mesmo método, gerando portanto benefício duplo. Os vários métodos disponíveis para a inativação de bactérias podem ser de maior ou menor sucesso em diferentes situações, portanto recomenda-se a aplicação de técnicas variadas acompanhadas de sistemas de avaliação de sua eficiência. O que não deve ser feito é reutilizar a cama sem a adoção de pelo menos um método de redução da carga bacteriana.

8. Referências bibliográficas

AMIT-ROMACH, E.; SKLAN, D.; UNIL, Z. Microflora ecology of the chicken intestine using 16S ribosomal DNA primers. **Poultry Science**, v.83, p.1093-1098, 2004.

AVILA, V.S. de; FIGUEIREDO, E.A.de.; COSTA, C.A.F.; MURATA, L.S. Uso de gesso agrícola no tratamento da cama de aviário utilizada por vários lotes seguidos. In: CONFERÊNCIA APINCO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIAS AVÍCOLAS, 1993, Santos. **Anais...** Campinas: FACTA , 1993a. p.82.

AVILA, V.S. de; JAENISH, F.R.F.; PIENIZ, L.C.; LEDUR, M.C.; ALBINO, L.F.T.; OLIVEIRA, P.A.V. DE. **Produção e manejo de frangos de corte**. Concórdia: EMBRAPA-CNPSA, 1992. 11p. (EMBRAPA-CNPSA. Documentos, 28).

AVILA, V.S. de; OLIVEIRA, U. de; FIGUEIREDO, E.A.de.; GOMES, M.F.M. Uso de materiais alternativos como cama de aviário. In: CONFERÊNCIA APINCO DE CIÊNCIA E TECNOLOGIAS AVÍCOLAS, 1993, Santos. **Anais...** Campinas: FACTA , 1993b. p.81.

BABA, E.; IKEMOTO, T.; FUKATA, T.; SASAI, K.; ARAKAWA, A.; MCDUGALD, L.R. Clostridial population and the intestinal lesions in chickens

infected with *Clostridium perfringens* and *Eimeria necatrix*. **Veterinary Microbiology**, v.54, p.301-308, 1997.

BARTON, T.L. Relevance of water quality to broiler and turkey performance. **Poultry Science**, v.75, p.854-865, 1996.

BATES, C.; HIETT, K.L.; STERN, N.J. Relationship of *Campylobacter* isolated from poultry and from darkling beetles in New Zealand. **Avian Diseases**, v.48, p.138-147, 2004.

BUTZLER, J.P. *Campylobacter*, from obscurity to celebrity. **Clinical Microbiology and Infection**, v.10, p.868-876, 2004.

CARR, L.E.; MALLINSON, E.T.; TATE, C.R.; MILLER, R.G.; RUSSEK-COHEN, E.; STEWART, L.E.; OPARA, O.O.; JOSEPH, S.W. Prevalence of *Salmonella* in broiler flocks: effect of litter water activity, house construction and watering devices. **Avian Diseases**, v.39, p.39-44, 1995.

CARR, L.E.; RIGAKOS, C.; CARPENTER, G.; BERNEY, G.; JOSEPH, S.W. An assessment of livehaul poultry transport container contamination. **Dairy Food Environment Sanitation**, v.19, p.753-759, 1999.

CATTOLI, A. Plasmid-mediated antimicrobial resistance in *Salmonella enterica*. **Current Issues on Molecular Biology**, v.5, p.113-122, 2003.

CRAVEN, S.E.; STERN, N.J.; BAILEY, J.S.; COX, N.A. Incidence of *Clostridium perfringens* in broiler chickens and their environment during production and processing. **Avian Diseases**, v.45, p.887-896, 2001.

CRAVEN, S.E.; STERN, N.J.; COX, N.A.; BAILEY, J.S.; BERRANG, M. Cecal carriage of *Clostridium perfringens* in broiler chickens given Mucosal Starter Culture. **Avian Diseases**, v.43, p.484-490, 1999.

DAVIES, R.H.; WRAY, C. Persistence of *Salmonella enteritidis* in poultry units and poultry food. **British Poultry Science**, v.37, p.589-596, 1996.

DHILLON, A.S.; ROY, P.; LAUERMAN, L.; SCHABERG, D.; WEBER, S.; BANDLI, D.; WIER, F. High mortality in egg layers as a result of necrotic enteritis. **Avian Diseases**, v.48, p.675-680, 2004.

DHOMS, J.E.; ALLEN, P.H.; ROSENBERGER, J.K. Cases of type C botulism in broiler chickens. **Avian Diseases**, v.26, p.204-210, 1982.

DROUAL, R.; SHIVAPRASAD, H.L.; CHIN, R.P. Coccidiosis and necrotic enteritis in turkeys. **Avian Diseases**, v.38, p.177-183, 1994.

ELWINGER, K.; BERNDTSON, E.; ENGSTROM, E.; FOSSUM, O.; WALDENSTEDT, L. Effect of antibiotic growth promoters and anticoccidials on growth of *Clostridium perfringens* in the caeca and on performance of broiler chickens. **Acta Veterinaria Scandinavica**, v.39, p.433-441, 1998.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Suínos e Aves. **Tabela de composição química e valores energéticos de alimentos para suínos e aves**. Concórdia: EMBRAPA-CNPQA, 1991. 30p. (EMBRAPA-CNPQA. Documentos, 19).

GARRIDO, M.N.; SKJERVHEIN, M.; OPPEGAARD, H.; SORUM, H. Acidified litter benefits the intestinal flora balance of broiler chickens. **Applied and Environmental Microbiology**, v.70, p.5208-5213, 2004.

GRAVE, K.; KALDHUSDAL, M.C.; KRUSE, H.; HARR, L.M.; FLATLANDSMO, K. What has happened in Norway after the ban of avoparcin? Consumption of antimicrobials by poultry. **Preventive Veterinary Medicine**, v.62, p.59-72, 2004.

HAAPAPURO, E.R.; BARNARD, N.D.; SIMON, M. Review -animal waste used as livestock feed: dangers to human health. **Preventive Veterinary Medicine**, v.26, p.599-602, 1997.

HALD, B.; SKOVBGARD, H.; BANG, D.D.; PEDERSEN, K.; DYBDAHL, J.; JESPERSEN, J.B.; MADSEN, M. Flies and Campylobacter infection of broiler flocks. **Emergent Infectious Diseases**, v.10, p.1490-1492, 2004.

HAYES, J.R.; CARR, L.E.; MALLINSON, E.T.; DOUGLASS, L.W.; JOSEPH, S.W. Characterization of the contribution of water activity and moisture content to the population distribution of Salmonella spp in commercial poultry houses. **Poultry Science**, v.79, p.1557-1561, 2000.

HEIER, B.T.; LOVLAND, A.; SOLEIM, K.B.; KALDHUSDAL, M.; JARP, J. A field study of naturally occurring antibodies against *Clostridium perfringens* alpha toxin in Norwegian broiler flocks. **Avian Diseases**, v.45, p.724-732, 2001.

HINTON, M.; AL-CHALABY, Z.A.; ALLEN, V.; LINTON, A.H. The persistence of drug resistant *Escherichia coli* in the intestinal flora of healthy broiler chicks. **Journal of Hygiene**, London, v.89, p.269-278, 1982.

HOFACRE, C.L.; WHITE, D.G.; MAURER, J.J.; MORALES, C.; LOBSINGER, C.; HUDSON, C. Characterization of antibiotic-resistant bacteria in rendered animal products. **Avian Diseases**, v.45, p.953-961, 2001.

HOOK, D.; JALALUDIN, B.; FITZSIMMONS, G. *Clostridium perfringens* food-borne outbreak: an epidemiological investigation. **Australian and New Zealand Journal of Public Health**, v.20, p.119-122, 1996.

HYUN, S.H.; SAKAGUCHI, G. Implication of coprophagy in pathogenesis of chicken botulism. **Nippon Juigaku Zasshi**, v.51, p.582-586, 1989.

IVANOV, I.E. Treatment of broiler litter with organic acids. **Research in Veterinary Science**, v.70, p.169-173, 2001.

JAENISH, F.R.F.; COLDEBELLA, A.; MACHADO, H.G.P.; ABREU, P.G.de.; ABREU, V.M.N.; SANTIAGO, V. **Importância da higienização na produção avícola**. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2004. 4p. (Embrapa Suínos e Aves. Comunicado Técnico,363).

JEFFREY, J. **Inactivation of bacteria in stacked poultry litter**. Davis: University of California, 2001. 8p. (USPEA Final Report).

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

JEFFREY, J.S.; SINGER, R.S.; O'CONNOR, R.; ATWILL, E.R.Y. Prevalence of pathogenic *Escherichia coli* in the broiler house environment. **Avian Diseases**, v.48, p.189-195, 2004.

KALDHUSDAL, M.; SCHNEITZ, C; HOFSHAGEN, M.; SKJERVE, E. Reduced incidence of *Clostridium perfringens*-associated lesions and improved performance in broiler chickens treated with normal intestinal bacteria from adult fowl. **Avian Diseases**, v.45, p.149-156, 2001.

KHAN, A.A.; NAWAZ, M.S.; SUMMAGE, W.C.; KHAN, S.A.; LIN, J. Isolation and molecular characterization of fluoroquinolone-resistant *Escherichia coli* from poultry litter. **Poultry Science**, v.84, p.61-66, 2005.

KELLEY, T.R.; PANCORBO, O.C.; MERKA, W.C.; BARNHART, H.M. Antibiotic resistance of bacterial litter isolates. **Poultry Science**, v.77, p.243-247, 1998.

LAHELLEC, C.; COLIN, P.; BENNEJEAN, G.; PAQUIN, J.; GUILLERM, A.; DEBOIS, J.C. Influence of resident *Salmonella* on contamination of broiler flocks. **Poultry Science**, v.65, p.2034-2039, 1986.

LA RAGGIONE, R.M.; WOODWARD, M.J. Competitive exclusion by *Bacillus subtilis* spores of *Salmonella enterica* serotype Enteritidis and *Clostridium perfringens* in young chickens. **Veterinary Microbiology**, v.94, p.245-256, 2003.

LECLERC, B.; FAIRBROTHER, J.M.; BOULIANNE, M.; MESSIER, S. Evaluation of the adhesive capacity of *Escherichia coli* associated with avian cellulitis. **Avian Diseases**, v.47, p.21-31, 2003.

LINE, J.E. Campylobacter and Salmonella populations associated with chickens raised on acidified litter. **Poultry Science**, v.81, p.1473-1477, 2002.

LIVESEY, J.E.; SHARPE, R.T.; HOGG, R.A. Recent association of cattle botulism with poultry litter. **Veterinary Record**, v.154, p.734-735, 2004.

LU, J.; IDRIS, U.; HARMON, B.; HOFACRE, C.; MAURER, J.J.; LEE, M.D. Diversity and succession of the intestinal bacterial community of the maturing broiler chicken. **Applied and Environmental Microbiology**, v.69, p.6816-6824, 2003.

MACKENZIE, M.A.; BAINS, B.S. Tenosynovitis in chickens. **Australian Veterinary Journal**, v.52, p.468-470, 1976.

MCCNAMEE, P.T.; MCCULLAGH, J.J.; THORP, B.H.; GRAHAM, D.; MCCULLOUGH, S.J.; MCCONAGHY, D.; SMYTH, J.A. Study of leg weakness in two commercial broiler flocks. **Veterinary Record**, v.143, p.131-135, 1998.

NANDI, S.; MAURER, J.J.; HOFACRE, C.; SUMMERS, A.O. Gram-positive bacteria are a major reservoir of Class 1 antibiotic resistance integrons in poultry litter. **Proceedings of the National Academy of Science**, v.101, p.7118-7122, 2004.

NEILL, S.D.; MCLOUGHLIN, M.F.; MCILROY, S.G. Type C botulism in cattle being fed ensiled poultry litter. **Veterinary Record**, v.124, p.558-560, 1989.

NORTON, R.A.; MACKLIN, K.S.; McMURTREY, B.L. Evaluation of scratches as an essential element in the development of avian cellulitis in broiler chickens. **Avian Diseases**, v.43, p.320-325, 1999.

NOVICK, R.P. The development and spread of antibiotic-resistant bacteria as a consequence of feeding antibiotics to livestock. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v.368, p.23-59, 1981.

OGONOWSKI, K.; BARNARD, M.L.; GIESECKE, W.H. Bacteriological findings regarding the hygienic safety of poultry litter intended as an ingredient of feeds for ruminants. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v.51, p.249-252, 1984.

PATRICK, M.E.; CHRISTIANSEN, L.E.; WAINO, M.; ETHELBERG, S.; MADSEN, H.; WEGENER, H.C. Effects of climate on incidence of Campylobacter spp. in humans and prevalence in broiler flocks in Denmark. **Applied Environmental Microbiology**, v.70, p.7474-7480, 2004.

POPE, M.J.; CHERRY, T.E. An evaluation of the presence of pathogens on broilers raised on Poultry Litter Treatment[®]-treated litter. **Poultry Science**, v.79, p.1351-1355, 2000.

PREUSCH, P.L.; ADLER, P.R.; SIKORA, L.J.; TWORKOSKI, T.J. Nitrogen and phosphorus availability in composted and uncomposted poultry litter. **Journal of Environmental Quality**, v.31, p.2051-2057, 2002.

RAMASAMY, I. The risk of accidental transmission of transmissible spongiform encephalopathy: identification of emerging issues. **Public Health**, v.118, p. 409-420, 2004.

RAMIREZ, G.A.; SARLIN, L.L.; CALDWELL, D.J.; YEZAK, C.R.JR.; HUME, M.E.; CORRIER, D.E.; DELOACH, J.R.; HARGIS, B.M. Effect of feed withdrawal on the incidence of Salmonella in the crops and ceca of market age broiler chickens. **Poultry Science**, v.76, p.654-656, 1997.

REECE, F.N.; BATES, B.J.; LOTT, B.D. Amonia control in broiler houses. **Poultry Science**, v.58, p.754-755, 1979.

REHBEGER, T. Controlling litter microorganisms. **E-Digest**, v.2, p.1-7, 2002.
REZENDE, C.L.E.DE.; MALLINSON, E.T.; GUPTA, A.; JOSEPH, S.W. Salmonella spp. are affected by different levels of water activity in closed microcosms. **Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology**, v.26, p.222-225, 2001.

ROSE, N.; BEAUDEAU, F.; DROUIN, P.; TOUX, J.Y.; ROSE, V.; COLIN, P. Risk factors for Salmonella enterica subsp. enterica contamination in French broiler-chicken flocks at the end of the rearing period. **Preventive Veterinary Medicine**, v.39 p.265-277, 1999.

RUANO, M.; EL-ATTRACHE, J.; VILLEGAS, P. Efficacy comparisons of disinfectants used by the commercial poultry industry. **Avian Diseases**, v.45, p.972-977, 2001.

SAENS, Y.; BRINAS, L.; DOMINGUEZ, E.; RUIZ, J.; ZARAZAGA, M.; VILA, J.; TORRES, C. Mechanisms of resistance in multiple-antibiotic-resistant Escherichia coli strains of human, animal, and food origins. **Antimicrobial Agents and Chemotherapy**, v.48, p.3996-4001, 2004.

SCHRADER, J.S.; SINGER, R.S.; ATWILL, E.R. A prospective study of management and litter variables associated with cellulitis in California broiler flocks. **Avian Diseases**, v.48, p.522-530, 2004.

SHANE, S.M.; KOETTING, D.G.; HARRINGTON, K.S. The occurrence of *Clostridium perfringens* in the intestine of chicks. **Avian Diseases**, v.28, p.1120-1124, 1984.

SINGER, R.S.; JEFFREY, J.S.; CARPENTER, T.E.; COOKE, C.L.; ATWILL, E.R.; JOHNSON, W.O.; HIRSH, D.C. Persistence of cellulitis-associated *Escherichia coli* DNA fingerprints in successive broiler chicken flocks. **Veterinary Microbiology**, v.75, p.59-71, 2000.

SKOV, M.N.; SPENCER, A.G.; HALD, B.; PETERSEN, L.; NAUERBY, B.; CARSTENSEN, B.; MADSEN, M. The role of litter beetles as potential reservoir for *Salmonella enterica* and thermophilic *Campylobacter* spp. between broiler flocks. **Avian Diseases**, v.48, p.9-18, 2004.

STAFFORD, K.C.; COLLISON, C.H. Manure pit temperatures and relative humidity of Pennsylvania high-rise poultry houses and their relationship to arthropod population development. **Poultry Science**, v.66, p.1603-1611, 1987.

TERZICH, M. The effect of sodium bisulfate on poultry house ammonia, litter pH, litter pathogens, insects, and bird performance. Controlling litter microorganisms. **Poultry Science**, v.74, p.937-941, 1995.

TUCKER, J.F.; HARRY, E.G.; WAINMAN, H.E. The effect of fumigation with methyl bromide or formaldehyde on the infectivity of poultry house litter naturally contaminated with *Salmonella virchow*. **British Poultry Science**, v.131, p.474-485, 1975.

WEN, Q.; MCCLANE, B.A. Detection of enterotoxigenic *Clostridium perfringens* type A isolates in American retail foods. **Applied Environmental Microbiology**, v.70, p.2685-2691, 2004.

WILLIAMS, J.E. Formalin destruction of salmonellae in poultry litter. **Poultry Science**, v.59, p.2717-2724, 1980.

ZHU, X.Y.; WU, C.C.; HESTER, P.Y. Systemic distribution of *Staphylococcus aureus* following intradermal footpad challenge of broilers. **Poultry Science**, v.80, p.145-150, 2001.



*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Suínos e Aves
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento
Caixa Postal 21, 89.700-000, Concórdia, SC
Telefone (49) 4428555, Fax (49) 4428559
<http://www.cnpsa.embrapa.br>
sac@cnpsa.embrapa.br*

**Ministério da Agricultura,
Pecuária e Abastecimento**

