

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS, AGRÁRIAS AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS
PROGRAMA DE MESTRADO PROFISSIONAL EM DEFESA
AGROPECUÁRIA**

RAFAEL MENDES PEREIRA

**ISOLAMENTO DE *Escherichia coli* EM AMOSTRAS DE FÍGADO,
PULMÃO E INTESTINO DE FRANGOS CONDENADOS COM
SEPTICEMIA, EM UM MATADOURO FRIGORÍFICO SOB REGIME DE
INSPEÇÃO ESTADUAL**

RAFAEL MENDES PEREIRA

**ISOLAMENTO DE *Escherichia coli* EM AMOSTRAS DE FÍGADO,
PULMÃO E INTESTINO DE FRANGOS CONDENADOS COM
SEPTICEMIA, EM UM MATADOURO FRIGORÍFICO SOB REGIME DE
INSPEÇÃO ESTADUAL**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação do curso de mestrado profissional em Defesa Agropecuária do Centro de ciências agrárias, ambientais e biológicas da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, como requisito parcial para obtenção do grau de mestre em defesa agropecuária.

Orientadora: Prof. Dr. Ana Karina da Silva Cavalcante

Co-orientador: Prof. Dr. Robson Bahia Cerqueira

Cruz das Almas – Bahia

2017

A meu pai Joaquim Afonso Pereira Filho (*in memoriam*) e a minha mãe Hilzinete Mendes Pereira pelas noites perdidas e dedicação. Embora não saibam, abriram mão de realizar seus sonhos para que eu pudesse viver os meus.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a DEUS, por permitir mais uma vez a concluir esse objetivo e continuar acreditando nos meus sonhos em seguir sempre busca do aprimoramento.

A todos os meus familiares, em especial à minha irmã Daniela, meu irmão Fernando e aos meus afilhados João Pedro, Julia e Laura.

À minha orientadora Dra. Ana Karina da Silva Cavalcante pelo apoio incondicional, pelas belas palavras motivacionais e de conforto, importantes para conclusão deste trabalho.

A Dr. Robson Cerqueira Bahia meu co-orientador, pela atenção, disponibilidade e paciência.

Aos estagiários do Laboratório de Doenças Infecciosas, muito obrigado a todos, sem vocês não teríamos conseguido, em especial a Vinícius e Juliana serei, eternamente grato pela atenção, interesse e disponibilidades de vocês.

Ao Dr. Paulo Emílio meu amigo e ex-diretor Geral da ADAB, por ter plantado a semente e me provocado para seguir em busca do conhecimento e do aprimoramento.

Ao meu amigo, Dr. Adilson Pinheiro por acreditar em mim, pela parceria e pela troca de experiências que me ofereceu, além do incentivo.

Ao Ms. Rodrigo Ferreira Cruz, pela amizade e fidelidade, o qual desde o início me motivou a seguir com o mestrado.

A Agência Estadual de Defesa Agropecuária da Bahia (ADAB), pela oportunidade de ingressar e concluir esse mestrado na pessoa de Dr. Willadesmon Santos Silva, Diretor de Inspeção.

E a todos aqueles que, diretamente ou indiretamente, me acompanharam nessa jornada me motivando e acreditando.

“O fracasso não é a queda, e sim a permanência no chão.”

Mary Pickford.

PEREIRA, Rafael Mendes. **Isolamento de *Escherichia coli* em amostras de fígado, pulmão e intestino de frangos condenados com septicemia, em um matadouro frigorífico sob regime de inspeção estadual.**

Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas, 2017.

Orientador: Prof. Dr. Ana Karina da Silva Cavalcante

RESUMO

A contínua intensificação da produção no setor avícola propicia condições favoráveis à ocorrência e à disseminação de alguns patógenos, como a *Escherichia coli* (*E. coli*), responsável pela colibacilose aviária. Esta doença pode provocar septicemia, celulite, doença respiratória crônica, entre outras, resultando em grandes perdas econômicas devido mortalidade, morbidade e suas consequências na cadeia produtiva. Este trabalho teve como objetivo isolar *E. coli* de fígados, pulmões e intestinos provenientes de frangos condenados por septicemia em um matadouro de aves sob regime de inspeção estadual na Bahia, além de avaliar o perfil de resistência antimicrobiana de cepas de *E. coli* isoladas. Em 09 dias, 243 mil aves foram abatidas; destas, 52 foram condenadas por septicemia, cujos fígados, pulmões e intestinos foram coletados e encaminhados para análise, totalizando 156 amostras. Utilizou-se cultivo direto das amostras em meios de cultura seletivos e perfil bioquímico para identificação. Foi observado crescimento bacteriano em todas as amostras de vísceras analisadas, sendo *E. coli* isolada em 86,5% das carcaças (45/52). Do total de 156 amostras analisadas, 58,3% mostraram-se positivas para *E. coli*, sendo o microrganismo encontrado em 57,7%; 55,8% e 61,5% das amostras de fígado, pulmão e intestino analisadas, respectivamente. Foram isoladas 09 estirpes de *E. coli*, as quais foram submetidas ao teste de suscetibilidade a seis antibióticos utilizados na prática veterinária. Nenhuma das estirpes foi sensível a todos os antimicrobianos testados, porém constatou-se um grande número de amostras multirresistentes. A eritromicina foi o antimicrobiano que apresentou maior resistência bacteriana (77,8%), seguido da tetraciclina e da sulfonamida (55,6%). Os outros antimicrobianos testados (ampicilina, cefalexina e sulfametoxazol-trimetropim) apresentaram atividade antibacteriana moderada (44,4%). As elevadas taxas de resistência e multirresistência da *E. coli*, aos antibióticos testados no presente estudo evidenciam a necessidade do uso correto desses fármacos, em criações de aves comerciais, a fim de evitar maiores transtornos no controle e combate à colibacilose e outras enfermidades causadas por bactérias.

Palavras chave: vísceras, frango de corte, inspeção sanitária, antibiograma.

PEREIRA, Rafael Mendes. **Isolation of *Escherichia coli* in liver, lung and intestine samples from poultry condemned of septicemia, in a fridge slaughterhouse under state inspection regime.**

Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas, 2015.

Adviser: Profa. Dra. Ana Karina da Silva Cavalcante

ABSTRACT

Continuous production intensification in the poultry industry provides favorable conditions for the occurrence and spread of some pathogens, such as *Escherichia coli* (*E. coli*), responsible for the avian colibacillosis. This disease can lead to septicemia, cellulitis, chronic respiratory disease, among others, resulting in severe economic losses because mortality, morbidity and its consequences on the production chain. This study aimed to isolate *E. coli* of liver, lungs and intestines from chickens sentenced for septicemia in a slaughterhouse poultry under state inspection regime in Bahia, and to evaluate the antimicrobial resistance profile of *E. coli* isolated strains. In 09 days, 243,000 poultry have been slaughtered; of these, 52 were condemned for septicemia, whose livers, lungs and intestines were collected and sent for analysis, totaling 156 samples. Was used by direct culture of the samples in selective media and biochemical tests for identification. Bacterial growth was observed in all the analyzed samples of viscera, being *E. coli* isolated in 86.5% of carcasses (45/52). Of the total of 156 samples analyzed, 58.3% were positive for *E. coli*, the microorganism being found in 57.7%, 55.8% and 61.5% of the liver, lung and intestine samples, respectively. Were isolated 09 strains of *E. coli* which have been subjected to the susceptibility test for 06 antibiotics used in veterinary practice. None of the strains were sensitive to all antibiotics tested, but it was found a large number of multidrug-resistant samples. The antibiotic erythromycin was presented the highest bacterial resistance (77.8%), followed by sulfonamide and tetracycline (55.6%). The other antimicrobials (ampicillin, cephalexin and sulfamethoxazole-trimethoprim) had moderate antibacterial activity (44.4%). The high rates of resistance and multidrug resistance of *E. coli*, to antibiotics tested in this study, highlight the need for the correct use of these drugs in creations of commercial poultry in order to avoid further trouble in the control and treatment of colibacillosis and other diseases caused by bacteria.

Keywords: viscera, broiler, sanitary inspection, antibiogram.

LISTA DE ABREVIATURAS E SÍMBOLOS

°C – Graus Célsius

% – Porcentagem

µm – Micrometro

AMP – Ampicilina

ANVISA – Agência Nacional de Vigilância Sanitária

APEC – *Escherichia coli* Patogênica paras as Aves

BHI – Caldo infusão de cérebro e coração

CISPOA – Coordenadoria de Inspeção de Produtos de Origem Animal

CLSI – *Clinical Laboratory Standard Institute*

CXN – Cefalexina

DAEC – *Escherichia coli* difusamente aderente

DIF – Departamento de Inspeção Final

DRCC – Doença Respiratória Crônica Complicada

DTA – Doenças Transmitidas por Alimentos

EaggEC – *Escherichia coli* enteroagregativa

EFSA – *European Food Safety Authority*

EMB – Ágar eosina azul metileno

EPEC – *Escherichia coli* enteropatogênica

ERY – Eritromicina

ETEC – *Escherichia coli* enterotoxigênica

EUA – Estados Unidos da América

g – Grama

h – Hora

HUMV – Hospital Universitário de Medicina Veterinária

Kg – Kilograma

LDI – Laboratório de Doenças Infecciosas

LMR – Limite Máximo de Resíduo

MAPA – Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

Mcg – Micrograma

NCRA – *North Central Regional Association*

NMEC – *Escherichia coli* associada à síndrome neonatal

Nº – Número

PCR – Reação em Cadeia pela Polimerase

PNCRC – Plano Nacional de Controle de Resíduos e Contaminantes

SCI – Síndrome da Cabeça Inchada

SIF – Serviço de Inspeção Federal

SSP – Espécies

SSS – Sulfonamidas

STEC – *Escherichia coli* produtora de Shiga Toxina

SXT – Trimetropim-Sulfametoxazol

TET – Tetraciclina

TSA – Teste de susceptibilidade a antimicrobianos

UBABEF – União Brasileira dos Avicultores

UFRB – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia

UPEC – *Escherichia coli* uropatogênica

SUMÁRIO

	Página
1 INTRODUÇÃO	10
2 OBJETIVOS	12
2.1 GERAL.....	12
2.2 ESPEFICOS.....	12
3 REVISÃO DE LITERATURA	13
3.1 INSPEÇÃO <i>POST MORTEM</i> EM FRANGOS DE CORTE.....	13
3.1.1 Principais causas de condenação em frangos de corte.....	14
3.2 COLIBACIOSE AVIÁRIA.....	17
3.2.1 <i>Escherichia coli</i> patogênica para as aves (APEC).....	20
3.2.2 Colibacilose em frangos de corte.....	20
3.2.3 Diagnóstico e prevenção.....	23
3.2.4 Impactos na cadeia produtiva.....	27
3.2.5 Impactos na saúde pública.....	28
4 MATERIAL E MÉTODOS	32
4.1 OBTENÇÃO DAS AMOSTRAS.....	32
4.2 ANÁLISE BACTERIOLÓGICA.....	33
4.3 TESTE DE SUSCEPTIBILIDADE AOS ANTIMICROBIANOS.....	35
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	37
6 CONCLUSÃO	44
REFERENCIAS	45
ARTIGO 1	58

FICHA CATALOGRÁFICA

P436i

Pereira, Rafael Mendes.

Isolamento de *E.coli* em amostras de fígado, pulmão e intestino de frangos condenados com septcemia, em um matadouro frigorífico sob regime de inspeção estadual, 2016 / Rafael Mendes Pereira._ Cruz das Almas, BA, 2017.
75f.; il.

Orientadora: Ana Karina da Silva Cavalcante.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas.

1.Frango de corte – Doenças. 2.Frango de corte – Infecções por escherichia coli. 3.Inspeção sanitária – Avaliação. I.Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas. II.Título.

CDD: 636.5

1 INTRODUÇÃO

A avicultura, assim como outros segmentos agroindustriais, ao longo do tempo tem passado por inúmeras modificações ancoradas nas inovações tecnológicas, a fim de aumentar a produtividade, a produção e o faturamento das indústrias (BELUSSO, 2010).

A partir da década de 70, a avicultura passou a participar significativamente na produção de proteínas de origem animal (CORREA, 2012a) e a indústria de frango tornou-se um segmento moderno. Esse fato decorreu da implementação da política agrícola de crédito subsidiado e da instalação de frigoríficos, bem como das articulações entre grupos nacionais e empresas estrangeiras produtoras de linhagens (DOMINGUES; DIEHL, 2012).

Atualmente, a avicultura tem uma grande significância na economia mundial, movimentando bilhões de dólares por ano. Os Estados Unidos são o maior país produtor de carne de frango, seguido da China e do Brasil, sendo que em 2013, nosso país foi considerado o maior exportador mundial. Em 2011, a avicultura brasileira atingiu um recorde de produção de 13,05 milhões de toneladas de carne de frango. O consumo per capita em nosso país passou de 29,91kg em 2000 para 41,80kg em 2013, tendo o recorde de consumo ocorrido no ano de 2011, com 47,38kg per capita (UBABEF, 2014).

A contínua intensificação da produção no setor avícola propicia condições favoráveis à ocorrência e à disseminação de alguns patógenos, como a *Escherichia coli* (*E. coli*), que pode provocar infecções graves nos animais e nos homens (SILVA et al., 2012). Esta bactéria faz parte da microbiota normal do trato gastrointestinal de humanos e de animais (KASNOWSKI, 2004), porém cepas de *E. coli* patogênicas para aves (APEC) são responsáveis por vários processos patológicos nestas (MELLATA et al., 2003).

A infecção causada por *E. coli*, denominada colibacilose, manifesta-se com quadros de peritonite, pneumonia, pleuropneumonia, aerossaculite, pericardite, coliganuloma, doença respiratória crônica complicada (DRCC), onfalite,

salpingite, síndrome da cabeça inchada (SCI), osteomielite e ooforite (DZIVA; STEVENS, 2008; SALEHI et al., 2008; SHAHBAZI; FEIZI, 2015).

As doenças resultantes das bactérias patogênicas para as aves (APEC) diminuem a taxa de crescimento, aumentam a mortalidade e a morbidade, e causam perdas econômicas significativas na indústria avícola (ZHONG et al., 2014), sendo o uso de antimicrobianos fundamentais no tratamento de doença clínica e manutenção da saúde dos rebanhos (BARROS et al., 2012a; TALEBIYAN et al., 2014).

Entretanto, o uso de antibióticos durante um longo tempo para tratar e prevenir doença sem animais de produção trouxe como consequência o desenvolvimento de resistência aos mesmos tornando um risco considerável para a saúde pública, a nível mundial, a transferência de genes de resistência e/ou virulência para bactérias endógenas humanas (TALEBIYAN et al., 2014; OOSTERIK et al., 2015), muitas vezes através do consumo de alimentos contaminados por microrganismos resistentes (ALCÂNTARA, 2011).

Neste contexto, este trabalho teve como objetivo investigar a presença de *E. coli* em amostras de fígados, intestinos e pulmões de frangos abatidos e condenados na linha de inspeção, em um matadouro frigorífico sob regime de inspeção estadual, e avaliar o perfil de resistência à antimicrobianos das cepas isoladas.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Investigar a presença de *E. coli* em amostras de fígado, pulmão e intestino de frangos condenados com septicemia em um matadouro frigorífico sob regime de inspeção estadual na Bahia.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Os objetivos específicos alcançados com esse estudo foram:

- Correlacionar as condenações com os resultados positivos para *E. coli*, em amostras de vísceras condenadas por septicemia.
- Verificar se as características macroscópicas das vísceras condenadas são indicativas confiáveis de infecção por *E. coli*.
- Verificar a resistência das *E. coli* através do teste de antibiograma das cepas isoladas.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 INSPEÇÃO *POST MORTEM* EM FRANGOS DE CORTE

Para alcançar a posição de liderança no mercado avícola mundial, o processamento e a inspeção industrial sofreram evoluções no intuito de adequar os produtos às exigências do mercado (JACOBSEN; FLORES, 2008). Isto incluiu um rígido controle sanitário desde o momento em que as aves chegam à plataforma de recepção, até a obtenção do produto final, a fim de minimizar o risco de incidência de doenças transmitidas por alimentos (DTA) e de garantir a qualidade aos produtos (SCHIMDT; FIGUEIREDO, 2008).

A inspeção sanitária é compulsória em todos os estabelecimentos e legalizada desde a década de 1950 no Brasil (BRASIL, 1952). O exame *post mortem* é realizado individualmente ao longo da calha de evisceração, através do exame macroscópico das carcaças e vísceras (BRASIL, 1998; GOMIDE, 2006).

Existem três linhas de inspeção nos matadouros avícolas. Na primeira, a linha A, é feita a inspeção interna da carcaça, através da visualização da cavidade torácica e abdominal (celomática) e dos órgãos a elas pertencentes. Nesta linha, as carcaças com problemas sanitários passíveis de condenação são retiradas e encaminhadas ao DIF (Departamento de Inspeção Final), para que sejam feitos os cortes e as condenações totais ou parciais necessárias; as vísceras, quando necessário, também são retiradas e condenadas (BRASIL, 1998; AMORIM NETO; MIRANDA, 2009).

As carcaças que não apresentam problemas para serem encaminhadas ao DIF continuam seguindo pela nória e passam pela linha B, onde é feita a inspeção das vísceras (fígado e coração) através de visualização, palpação, percepção de odores e cortes. As vísceras que apresentam problema são condenadas e colocadas em chutes, que as encaminham até a fábrica de subprodutos. Na

última linha de inspeção, linha C, são avaliadas as superfícies externas das carcaças, como pele e articulações, sendo retiradas fraturas, contusões e demais lesões ainda existentes (BRASIL, 1998; AMORIM NETO; MIRANDA, 2009).

A Portaria N° 210, de 10 de novembro de 1998, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), define os destinos e critérios de julgamento das aves, sendo passíveis de condenação as carcaças na inspeção *post mortem* com: abscessos, aerossaculite, processos inflamatórios, tumores, aspecto repugnante, caquexia, contaminação, contusão, fraturas, dermatoses, escaldagem excessiva, magreza, evisceração retardada, septicemia, síndrome ascítica e doenças especiais (BRASIL, 1998).

Olivo (2006) preconiza que apenas a colibacilose pode ser detectada na inspeção *post mortem* com facilidade. Geralmente, as lesões constatadas nos órgãos motivam um novo detalhamento do exame da carcaça, devendo-se seguir o emprego de exames laboratoriais complementares, como o exame bacteriológico, para identificação do agente etiológico (GOMIDE, 2006). Andreatti Filho (2006) ressalta que esses dados são importantes para proporcionar informações epidemiológicas para definição de fontes comuns de infecção.

Armendaris (2006) afirma que a quantificação correta dos achados de inspeção *post mortem* pode gerar mais benefícios que a própria retirada do processo das carcaças e vísceras com alterações, por possibilitar a tomada de ações preventivas sobre a matéria prima.

3.1.1 Principais causas de condenação em frangos de corte

A maior parte das condenações no abate de aves é de origem não patológica e normalmente se deve à tecnopatias, porém, as condenações de origem patológica constituem um importante fator para se averiguar possíveis problemas de manejo sanitário que podem estar ocorrendo dentro da cadeia

produtiva, sendo importante o estudo e o reconhecimento de suas patogenias, implicações sanitárias e medidas de prevenção (PEREIRA, 2009).

De acordo com Mendes (2004), a origem das condenações está relacionada com o manejo das aves durante a criação, apanha, transporte e abate, aumentando com a idade e o peso ao abate.

Silva (2005) estudou as principais causas de condenação total de carcaças de aves a partir das notificações de inspeção *post mortem* ocorridas em um matadouro avícola da Bahia, sob Inspeção Federal, entre o ano de 2004 e 2005. A quantidade de carcaças com condenação total foi de 240.755, o que representou uma parcela de 0,68% do total de aves abatidas nesse período. Dentre as alterações que determinaram o maior número de reprovação total da carcaça, destacaram-se o aspecto repugnante (34,43%), caquexia (21,34%) e aerossaculite (16,93%).

Sesterhenn et al. (2011) quantificaram as principais causas de condenações *post mortem* de aves e seus impactos econômicos em matadouros frigoríficos sob inspeção estadual, no Estado do Rio Grande do Sul, no ano 2010, seguindo os critérios de condenações estipulados pela Coordenadoria de Inspeção de Produtos de Origem Animal (CISPOA). As principais causas por condenações totais foram: colibacilose (19,76%), contaminação (19,23%) e salmonelose (15,35%).

Giotto et al. (2008) avaliou as causas de condenações *post mortem* parciais e totais de frangos em um matadouro frigorífico sob Inspeção Federal, localizado na região sul do Brasil, no período de um ano, obedecendo aos critérios de condenações estipulados pelo SIF (Serviço de Inspeção Federal). Os resultados obtidos demonstraram que as condenações totais por causas patológicas de maior ocorrência foram por aspecto repugnante, ascite e colibacilose, e as condenações parciais por causas patológicas mais frequentes foram dermatose, artrite e celulite.

Santana et al. (2008) observaram as principais causas de condenações de aves, em dois matadouros frigoríficos, localizados na região Sudeste do Estado de Goiás, Brasil. Os dados foram obtidos junto ao Serviço de Inspeção Federal

do Ministério da Agricultura, no período de janeiro a abril de 2007. As três principais causas de condenações observadas em ambas as indústrias foram celulite, contusão/fratura e hematomas e contaminação devido à ruptura de vísceras no momento da evisceração.

Em estudo realizado por Ferreira; Sesterhenn; Kindlein (2012), foram analisadas as causas de condenação de carcaças de frango ocorridas durante o período de janeiro de 2009 a junho de 2011, em matadouros frigoríficos sob Inspeção Federal no Rio Grande do Sul. As principais causas de condenações totais encontradas foram contaminação, caquexia e aspecto repugnante, perfazendo 32; 26,6 e 19,4%, respectivamente, em relação ao total de aves abatidas no período, sendo que as condenações parciais por contaminação, contusão/fratura e por celulite apresentaram maiores percentagens durante o período analisado, representando, respectivamente, 48,7; 21,0 e 8,3% das condenações.

Paschoal; Otutumi; Silveira (2013) identificaram as principais causas de condenações de frangos abatidos sob o Serviço de Inspeção Federal, em um matadouro frigorífico de aves localizado na região noroeste do Paraná, no período compreendido entre janeiro de 2011 a outubro de 2012. Das 16.684.646 aves inspecionadas neste período, 1.344.473 (8,06%) tiveram algum tipo de condenação *post mortem*. As causas de condenação total mais frequentes foram aspecto repugnante (47,33%), sangria inadequada (23,09%) e caquexia (15,82%), já as causas de condenação parcial mais frequentes se deveram à contusão/fratura (54,38%), seguida de celulite (13,66%) e colibacilose (7,31%).

Segundo dados do *North Central Regional Association* (NCRA), quase a totalidade das condenações nos matadouros nos EUA é devida à aerossaculite e septicemia que, na sua maioria, são alterações decorrentes de doenças respiratórias ocasionadas por infecção pela bactéria *E. coli* (NCRA, 2009). No Brasil, estima-se que 1,3% do total das aves condenadas sejam em decorrência de infecções por APEC (CUNHA et al., 2013).

3.2 COLIBACILOSE AVIÁRIA

A colibacilose é uma patologia causada pela *E. coli*, descrita e denominada *Bacterium coli commune* no final do século XIX, por Theodor Von Escherich. Devido ao fato de ser encontrada no cólon e extremamente comum nos humanos e animais, em 1958 passou a ser chamada de *Escherichia coli* (*E. coli*) em homenagem ao seu descobridor e local do intestino em que se encontra (BERCHIERI JUNIOR; MACARI, 2009).

A bactéria pertence à família Enterobacteriaceae, sendo extremamente heterogênea e complexa (TRABULSI; ALTERTHUM, 2005). Trata-se de um bastonete curto, não esporulado, de coloração Gram negativa, cujo tamanho varia de 1,1 a 1,5µm por 2 a 6µm; é anaeróbio facultativo, podendo ser imóvel ou móvel devido à existência de flagelos peritríqueos, crescendo numa faixa de temperaturas entre 18 a 44°C, sendo 37°C o ideal (FERREIRA; KNÖBL, 2009).

A bactéria é inativada em temperaturas que variam de 60°C durante 30 minutos a 70°C durante 2 minutos; sobrevive ao congelamento e persiste por longos períodos em baixas temperaturas. Tem a capacidade de adquirir resistência a uma vasta gama de desinfetantes, como clorexidina, formaldeído, peróxido de hidrogênio e compostos de amônia quaternária. A reprodução da maioria das cepas é inibida em pH inferior a 4,5 ou superior a 9 (HIRSH; ZEE, 2003).

Nas provas bioquímicas, o gênero *Escherichia* é capaz de utilizar, em seu metabolismo, a glicose e outros carboidratos com produção de ácido, e em algumas espécies observa-se também a produção de gás. São negativas para a prova de oxidase, citrato de simmons, urease, liquefação da gelatina, produção de sulfeto, Voges-Proskauer e fenilalanina desaminase. Sendo positivas no teste do vermelho de metila, indol, lisina, catalase e redução do nitrato. Todas as estirpes de *E. coli* são O-nitrofenil-β-D-galactopiranosídeo positivas (QUINN et al., 2005; FERREIRA; KNÖBL, 2009).

A *E. coli* cresce bem em meios de cultivo comuns, produzem colônias de cor rosa em Agar MacConkey, enquanto que algumas cepas, em meio EMB (Agar

eosina azul de metileno), produzem colônias com brilho metálico. Podem também apresentar atividade hemolítica em meio Agar sangue (QUINN et al., 2005).

As colônias, em meios nutrientes sólidos em placa, apresentam de 1 a 3mm de diâmetro, as formas lisas e rugosas são mais comuns, mas podem ser intermediárias e mucóides. As bordas das colônias lisas se apresentam regulares e macroscopicamente tem aspecto convexo e brilhante. Por outro lado, as rugosas são grosseiras e têm bordas irregulares (BERCHIERI JUNIOR; MACARI, 2009).

A *E. coli* atua como patógeno entérico ou até extra-intestinal, sendo o agente etiológico de um amplo espectro de infecções invasivas no homem e animais, além de ser um dos integrantes da microbiota intestinal de animais de sangue quente (RON, 2006).

Compreende um grande número de grupos e sorovares, identificados por meio de anti-soros preparados contra as três variedades de antígenos que ocorrem na espécie, que são O (somático), K (capsular) e H (flagelar). Estes antígenos são designados por números arábicos colocados após cada uma das três letras (TRABULSI; ALTERTHUM, 2008).

Os antígenos somáticos são lipopolissacarídeos que ficam na superfície da parede celular. Os antígenos flagelares são proteicos e os capsulares são constituídos de polissacarídeos (QUINN et al., 2005).

O antígeno O é caracterizado por ser uma endotoxina termoestável, liberado durante a fase de multiplicação ou após a morte bacteriana. O H não possui relação com a patogenicidade bacteriana, enquanto que o K confere resistência aos efeitos bactericidas causados pelo sistema complemento. Outro antígeno importante é o F (proteínáceos fimbriais) que agem como adesinas, viabilizando a aderência e colonização no hospedeiro (FERREIRA; KNÖBL, 2009).

A patogenicidade de *E. coli* se manifesta por um mecanismo multifatorial e complexo que envolve vários fatores de virulência, que variam de acordo com o

sorotipo (ROCHA, 2008). Esses fatores podem permitir a adesão da bactéria e viabilizar a célula hospedeira, evitar os ataques das defesas do hospedeiro, sinalizar e interferir diretamente nas funções celulares do hospedeiro, por meio de toxinas ou proteínas secretadas, e também multiplicar-se, colonizando o hospedeiro (CROXEN; FINLAY, 2010). Somente cepas que apresentam um ou mais fatores de virulência causam doença em indivíduos saudáveis (KAPER; NATARO; MOBLEY, 2004).

Os fatores de virulência de linhagens patogênicas de *E. coli* incluem componentes LPS da estrutura bacteriana (endotoxinas), diferentes cito ou exotoxinas (hemolisinas, verotoxinas e enterotoxinas), representadas por propriedades que permitem a multiplicação em meios com restrição de ferro (sideróforos), multirresistência aos antimicrobianos, resistência sérica, fatores que facilitam a aderência e a colonização celular (pili, adesinas ou fímbrias) além da produção de colicinas (HIRSH; ZEE, 2003; TORTORA et al., 2003; QUINN et al., 2005).

Embora frequentemente tenham os mesmos alvos no hospedeiro, cada patótipo tem seu próprio mecanismo molecular característico para aderir e explorar a célula hospedeira, levando a sintomas clínicos particulares a cada patótipo. Este fato possibilitou a classificação dos patótipos de *E. coli* em dois grandes grupos: as linhagens causadoras de infecção intestinal (patogênicas intestinais ou enteropatogênicas), e as capazes de causar infecção extraintestinal (*E. coli* patogênica extraintestinal – ExPEC) (CROXEN; FINLAY, 2010).

Segundo Russo; Johnson (2000), *E. coli* patogênicas intestinais são classificadas em seis patótipos de cepas:

- *E. coli* difusamente aderente (DAEC)
- *E. coli* enteroagregativa (EaggEC)
- *E. coli* enteroinvasiva (EIEC)
- *E. coli* enteropatogênica (EPEC)
- *E. coli* enterotoxigênica (ETEC)
- *E. coli* produtora de Shiga toxina (STEC/EHEC)

E as extraintestinais (ExPEC) englobam:

- *E. coli* uropatogênica (UPEC)
- *E. coli* associada à meningite neonatal (NMEC)
- *E. coli* patogênica aviária (APEC)

3.2.1 *Escherichia coli* patogênica para aves (APEC)

As cepas APEC possuem atributos de virulência específicos tornando-as capazes de ocasionar diversos quadros infecciosos em aves, denominados genericamente de colibacilose (QUINN et al., 2005). Estima-se que entre 10% a 20% da microbiota intestinal das aves de produção saudáveis pertençam a sorotipos potencialmente patogênicos de APEC (FERREIRA; KNÖBL, 2009).

Vários sorogrupos de *E. coli* estão relacionados à colibacilose aviária, particularmente o O1, O2, O6, O8, O35, O78, O109 e O115, sendo que o O1, O2, O35 e O78 são os mais frequentemente isolados em aves de produção com colibacilose em todo o mundo (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; DZIVA; STEVENS, 2008; IANCU et al., 2014). No Brasil, os sorogrupos de APEC mais frequentemente isolados são: O2, O21, O36, O50, O78, O88, O119 e O152 (MENÃO et al., 2002; FERREIRA; KNÖBL, 2009).

Estudo realizado com sorogrupos de cepas de *E. coli* isoladas de pintainhas de postura comercial com um dia de idade, revelou uma grande diversidade entre os sorogrupos encontrados. Das 22 amostras analisadas, foram identificados 14 sorogrupos, sendo O1, O2 e O36 os mais freqüentes, e as aves com colibacilose somaram 13,67% das amostras analisadas (GUASTALLI et al., 2010).

3.2.2 Colibacilose em frangos de corte

A colibacilose é considerada uma doença multifatorial, cuja ocorrência resulta da interação entre o microrganismo, o hospedeiro e o meio ambiente (BRITO,

2000). Diversos fatores são considerados importantes na patogênese da doença, incluindo: concentração, via e duração da exposição; exposição a outros agentes infecciosos; e idade, estresse e imunidade da ave (DE ROSA; FICKEN; BARNES, 1992).

Segundo Guastalli et al. (2007) e Andreatti Filho (2006), qualquer fator ambiental, nutricional ou infeccioso capaz de lesar o epitélio respiratório ou de interferir no sistema imunológico da ave, pode torná-la susceptível à infecção por APEC.

A deficiência do sistema de ventilação, exposição a extremos de temperatura, altas concentrações de amônia no ambiente, umidade na cama, espaço limitado para a criação e deficiência no processo de desinfecção colaboram para a infecção das aves por APEC e instalação da doença, pois oferecem à bactéria um ambiente propício ao seu desenvolvimento (ANDREATTI FILHO, 2006; MATTER, 2011; BARROS et al., 2012a).

Segundo Matter (2011), qualquer condição que cause um aumento na produção de muco, perda dos cílios das vias respiratórias ou alterações no sistema respiratório facilita o desenvolvimento de infecção por APEC em aves. Fatores como alimentação inadequada e a presença de outros agentes infecciosos no ambiente, tornam as aves predispostas à doença pelo fato de causar queda na imunidade, facilitando a entrada e a multiplicação da bactéria no organismo (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; BERCHIERI JUNIOR; MACARI, 2009).

Por outro lado, APEC pode ser encontrada no trato digestivo das aves e liberadas para o ambiente através das fezes, podendo assim ser disseminada e perpetuada pela criação por meio da contaminação do ar, da água e dos alimentos (EWERS et al., 2009; FERREIRA; KNÖBL, 2009).

Segundo Guastalli; Soares (2011), a contaminação fecal do ovo fértil é a principal via de transmissão de *E. coli* patogênica para os pintinhos, em decorrência da penetração da bactéria, pelos poros da casca, para o seu interior, existindo também a possibilidade de transmissão ovariana de galinhas infectadas para a progênie. No entanto, a transmissão da colibacilose ocorre

principalmente pela via horizontal, através do contato da ave com outros pássaros, ou devido a inalação de poeira e consumo de água ou alimento contaminados por fezes (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; CORRÊA, 2012b).

A contaminação do ovo muitas vezes resulta em morte embrionária. Os pintinhos que sobrevivem à disseminação da bactéria nos primeiros quatro dias de vida, podem apresentar casos de infecções graves e ter seu desenvolvimento comprometido, tornando-as susceptíveis a várias enfermidades. Essas aves geralmente morrem em até 3 semanas após a eclosão, sendo frequentemente observadas retenção do saco vitelino e onfalite, ou tornam-se refugos, sendo geralmente eliminadas do lote por não atingirem os índices zootécnicos (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; VANDEKERCHOVE et al., 2004).

Em aves jovens, de 4 a 9 semanas de idade, a síndrome mais importante associada à APEC começa como uma infecção do trato respiratório que se não for contida, poderá evoluir para uma bacteremia e uma infecção generalizada. A infecção pode ter diversas vias de acesso ao organismo animal, porém, uma das principais é pelo sistema respiratório superior, pois na traqueia, a bactéria se reproduz e pode formar colônias com potencial para infectar os sacos aéreos (aerosaculite) e desencadear os sinais clínicos iniciais (DE ROSA; FICKEN; BARNES, 1992; DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; BARNES; NOLAN; CUNHA, 2014).

A bacteremia geralmente é observada em 48h após a infecção, embora em quadros agudos, a septicemia possa se instalar nas primeiras seis horas, levando as aves ao óbito, sem apresentar lesões (FERREIRA; KNÖBL, 2009). Após invadir a circulação, a APEC determina uma síndrome complexa, caracterizada por lesões em múltiplos órgãos (ROCHA, 2010). De acordo com Nakazato et al. (2009), a colisepticemia é a doença mais importante causada por linhagens de APEC.

Em aves adultas sobreviventes do quadro colisepticêmico, os sinais clínicos ou lesões mais frequentemente observados são conjuntivite, corrimento nasal,

espirro, estertores, perda de peso e de apetite, aerossaculite, pericardite, periepatite e salpingite (POURBAKHSI et al., 1997).

Em frangos de corte, a APEC pode causar uma síndrome específica chamada síndrome da cabeça inchada, que ocorre geralmente após uma infecção inicial por outros vírus, observando-se nestes casos lesões como celulite e edema subcutâneo e dos tecidos periorbitais (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999).

Também conhecida como dermatite necrótica, trata-se de uma infecção subcutânea que evolui para uma lesão inflamatória supurativa que pode atingir o músculo, tendo início nos arranhões feitos por outros frangos, principalmente se as aves não apresentam uma cobertura de penas adequada (BARBIERI, 2014). Conforme Vieira et al. (2006), as lesões cutâneas, como a celulite aviária, vêm se tornando cada vez mais frequentes, em função da produção em larga escala e do manejo de frango de corte.

As aves que sobrevivem ao quadro colisepticêmico podem ainda apresentar panoftalmite, meningoencefalite, osteomielite, sinovite, artrite, esplenomegalia, fígado com manchas esverdeadas, congestão do tecido muscular, pleuropneumonia, cefalite e coligranuloma (FERREIRA; KNÖBL, 2009).

3.2.3 Diagnóstico e prevenção

O controle da colibacilose envolve diversas ações que devem ter início com a confirmação do diagnóstico da doença (CUNHA et al., 2013). A suspeita da enfermidade é baseada na observação dos sinais clínicos e das lesões macroscópicas típicas no corpo das aves doentes ou mortas (HASAN et al., 2012). Na necropsia, devem ser colhidas, de forma asséptica, amostras das lesões patológicas e de tecidos possivelmente afetados como sangue cardíaco, fígado, baço, medula óssea, sacos aéreos ou pericárdio (OLIVEIRA 2010a; KABIR, 2010).

A confirmação do diagnóstico se dá pelo isolamento e identificação de *E. coli* proveniente das amostras coletadas de aves com suspeita de colibacilose. O isolamento deve ser realizado em meios diferenciais e seletivos apropriados. A

identificação posterior das colônias isoladas é baseada nas reações observadas nos testes bioquímicos (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; FERREIRA; KNÖBL, 2009).

De acordo com Albuquerque et al. (2000), a escolha adequada dos meios de cultura é essencial para o isolamento de qualquer microrganismo, visto que diversos fatores podem afetar os resultados do isolamento de bactérias, sendo melhor a utilização combinada de mais de um meio de cultura do que apenas de um meio isolado.

Segundo Salle (2009), após o diagnóstico bacteriológico, a classificação das cepas como patogênicas ou apatogênicas seria extremamente útil no estabelecimento de medidas de controle da infecção. Uma vez que o método de determinação da patogenicidade convencional é eticamente questionável, além de caro e demorado, o uso de técnicas moleculares, como o PCR (reação em cadeia pela polimerase), tem se mostrado bastante útil na pesquisa de genes de virulência que possam caracterizar as APEC e diferenciá-las de outros sorogrupos (RODRIGUEZ-SIEK et al., 2005; SALLE, 2009)

A prevenção e o controle da infecção por *E. coli* são tidos como grandes desafios para a avicultura industrial em virtude da contínua incidência da doença observada nas criações (ANDREATTI FILHO, 2006; BARROS et al., 2012a), devendo envolver uma série de medidas inespecíficas de manejo, além de um rigoroso programa sanitário para minimizar a introdução e/ou presença de *E. coli* e outros agentes infecciosos no plantel (FERREIRA; KNÖBL, 2009; OLIVEIRA, 2010a).

As medidas de manejo que contribuem na redução da morbidade e mortalidade das aves incluem: ventilação regulada de acordo com a densidade, cloração adequada da água, controle da umidade da cama, tempo necessário de vazio sanitário, redução dos níveis de poeira e amônia, diminuição de fatores estressantes e maiores cuidados com higiene e desinfecção (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; REVOLLEDO, 2009).

Segundo Oliveira (2010a), quando possível, deve-se seguir o programa *all-in, all-out* (tudo dentro, tudo fora) aliado às demais medidas de manejo como fator

auxiliar na prevenção da entrada de agentes patogênicos indesejáveis na granja.

De acordo com Kehler (2015), a obtenção de condições ótimas para a ninhada é fundamental na redução do impacto global da colibacilose. Os cuidados devem começar na incubadora, com fumigação dos ovos dentro de 2h após a postura, descartando-se aqueles que estiverem rachados ou sujos com material fecal; o saneamento, umidade e temperatura da incubadora devem ser rigorosamente controlados (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999). Também deve-se selecionar cuidadosamente o fornecedor dos ovos para incubação, de pintinhos ou de aves de recria, assegurando-se de que eles são provenientes de matrizes saudáveis; os animais devem ser mantidos agrupados de acordo com a idade e a procedência (BERCHIERI JUNIOR; MACARI, 2009).

Além disso, as aves precisam ser protegidas contra agentes patogênicos, tais como micoplasmas e vírus, que favorecem infecções por APEC. As aves podem ser protegidas contra as doenças virais pela utilização de vacinas adequadas. Uma infraestrutura apropriada, com o uso correto de uma zona de transição pelos funcionários (para troca de vestuário e lavagem das mãos) e um eficiente controle de pragas urbanas, como pombos e roedores, também são imperativos na prevenção da introdução da doença no plantel (KABIR, 2010).

Conforme Cunha et al. (2013), a utilização de probióticos ou produtos de exclusão competitiva podem auxiliar na redução da colonização intestinal das aves por cepas de *E. coli* patogênica e na redução dos níveis de contaminação ambiental.

Em aves de um dia, esta proteção pode ser obtida inoculando as aves com uma monocultura bacteriana a patogênica de *Bacillus subtilis*, ou com a microbiota bacteriana normal de frangos adultos saudáveis (LA RAGIONE et al., 2001; KABIR, 2009).

Em aves adultas, a utilização de vacinas é uma alternativa no controle da colibacilose, entretanto, apresenta algumas limitações e embora possa reduzir momentaneamente os prejuízos econômicos, dificilmente fornece uma

proteção de longo prazo contra todos os sorotipos circulantes (CUNHA et al., 2013).

Várias vacinas baseadas em estirpes mortas ou atenuadas foram testadas experimentalmente. Em geral, elas asseguram uma proteção suficiente contra a infecção por estirpes homólogas, mas a proteção contra estirpes heterólogas é menos eficiente (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999).

O tratamento da colibacilose depende principalmente da antibioticoterapia, destacando-se o uso de danfloxacina, gentamicina, enrofloxacina, apramicina, espectinomicina e ácido oxolínico (ANDREATTI FILHO, 2006).

Entretanto, o uso indiscriminado de antimicrobianos com objetivos terapêuticos, profiláticos e como promotores de crescimento tem levado ao surgimento de cepas resistente a diversos fármacos (JOHNSON et al., 2005; MOTA et al., 2005), tais como tetraciclina (em média 90%), estreptomomicina e sulfonamidas e até 60% dos isolados são resistentes a cinco ou mais antimicrobianos (NOLAN, 2013).

Para obter maior sucesso no tratamento, este deve ser realizado na fase inicial da doença, sendo recomendável a realização de um teste de susceptibilidade a antimicrobianos (TSA) antes da utilização do fármaco para garantir a eficácia do produto a ser empregado (FERREIRA; KNÖBL, 2009; OLIVEIRA 2010b).

O TSA ou antibiograma é um ensaio laboratorial realizado *in vitro* que mede a susceptibilidade e/ou resistência de um microrganismo a um ou mais agentes antimicrobianos (DO CARMO et al., 2013).

Este teste é principalmente indicado quando o agente etiológico em questão pertence a uma espécie sabidamente capaz de apresentar resistência aos agentes antimicrobianos usuais, orientando assim na escolha da terapia antimicrobiana mais adequada (CLSI, 2003), além de ser uma importante ferramenta no monitoramento da evolução da resistência bacteriana e na implantação de medidas de controle que evitem a disseminação de bactérias multirresistentes (ANVISA, 2008).

Diversos métodos podem ser utilizados para determinar a sensibilidade aos fármacos, sendo considerados padrão os métodos de diluição em caldo (macrodiluição e microdiluição) e de difusão em ágar, essencialmente baseados na determinação da capacidade que um isolado bacteriano tem de se multiplicar *in vitro*, na presença de um agente antimicrobiano (CLSI, 2003).

3.2.4 Impactos na cadeia produtiva

A colibacilose é uma das enfermidades mais importantes na avicultura, resultando em grandes perdas econômicas devido a mortalidade, morbidade e suas consequências na cadeia produtiva (VANDEKERCHOVE et al., 2004), principalmente em países onde a criação de aves ocupa lugar de destaque na economia, como Estados Unidos, China e Brasil (MELLATA, 2013).

A APEC acomete aves de todas as idades, sendo que a susceptibilidade e a gravidade da doença são mais intensas nas mais jovens. A Infecção pode acontecer ainda na incubadora, por transmissão transovariana ou através da contaminação dos ovos pelas fezes. Os pintinhos infectados que sobrevivem aos primeiros dias de vida podem ter o desenvolvimento comprometido ou permanecerem portadores, veiculando para outros lotes da granja. Os impactos econômicos gerados pela infecção podem se estender por toda vida da ave (GUASTALLI; SOARES, 2011), sendo o maior custo observado quando afeta animais entre 2 e 12 semanas de idade (ARNÉ et al., 2000).

Como a bactéria pode afetar praticamente todos os órgãos das aves, causando infecções intestinais e extraintestinais (DZIVA; STEVENS, 2008), a mortalidade acumulada por um surto de infecção costuma atingir níveis entre 5 e 10%, porém o grau de morbidade em um lote pode chegar a 50% (VANDEKERCHOVE et al., 2004; ASK, 2006).

Observa-se também a diminuição de produtividade, pois a menor conformação da carcaça pode acarretar em diversas falhas tecnológicas na linha de abate, visto que os equipamentos são calibrados para aves com maior conformação, propiciando a ocorrência de cortes no trato digestivo e um aumento no

percentual de contaminação fecal das carcaças, potencializando a contaminação das mesmas por bactérias patogênicas (RUSSEL, 2003).

Conseqüentemente, as infecções em múltiplos órgãos, as manifestações clínicas da APEC também causam grandes prejuízos à indústria frigorífica devido às condenações parcial ou totais de carcaças (DZIVA; STEVENS, 2008).

Perdas econômicas também são observadas devido aos custos com medicação e a intensificação de outras doenças respiratórias provocadas por vírus ou outras bactérias durante o período de criação (ANDREATTI FILHO, 2006).

3.2.5 Impactos na saúde pública

Além dos prejuízos econômicos e do seu impacto na cadeia produtiva avícola, cepas de APEC também podem ser de grande relevância para a saúde pública (ROCHA, 2010). Apesar de a maioria dos sorotipos não serem implicados como causadores de infecção em mamíferos (MENÃO et al., 2002), diversos estudos apontam que determinadas linhagens de APEC constituem um potencial risco zoonótico em virtude de suas similaridades genéticas – genes de virulência e de resistência – com cepas causadoras de doenças extraintestinal em humanos, o que pode facilitar sua transmissão entre as bactérias provenientes de diferentes hospedeiros (JOHNSON et al., 2008; KOGA et al., 2015; KWON; KIM; KIM, 2015; MITCHEL et al., 2015).

A maior preocupação com a saúde humana está relacionada ao uso freqüente de antimicrobianos na produção de aves comerciais devido à seleção de microrganismos resistentes (KOGA et al., 2015) De acordo com Trabulsi; Althertum (2008), o termo resistente se refere aos microrganismos que não inibem seu crescimento quando expostos a concentrações de antimicrobianos habitualmente alcançadas no sangue ou tecidos.

A utilização inadequada dos antibióticos como promotores de crescimento em animais de produção, o uso indiscriminado para fins profiláticos e a utilização

de dosagens subterapêuticas são tidos como os principais responsáveis pela seleção de microrganismos resistentes, tanto na medicina humana quanto veterinária (ANDREATTI FILHON, 2006; GONÇALVES et al., 2012). Conforme Korb (2014), as implicações das resistências bacterianas na saúde pública reside no fato de que além de limitar a possibilidade de tratamentos eficazes, são responsáveis pela morbidade e mortalidade de seres humanos.

De modo geral, a transmissão de bactérias resistentes ou de determinantes genéticos de resistência de animais para seres humanos pode ocorrer por diferentes mecanismos: mediante o contato direto com os animais; pelo consumo de produtos de origem animal contaminados com microrganismos resistentes ou portadores de genes que codificam resistência a antimicrobianos; pelo consumo de alimentos de origem animal contendo resíduos de antimicrobianos que induzirão ou selecionarão populações bacterianas resistentes no consumidor; ou através da exposição ao meio ambiente contaminado por dejetos de origem animal contendo bactérias resistentes (ROSTAGNO, 2011; KORB, 2014).

A *European Food Safety Authority* (EFSA) descreve que bactérias comensais, como a *E. coli*, são considerados os principais reservatórios de genes de resistência nos animais e no meio ambiente (KORB, 2014). No que se refere especificamente a *E. coli* comensal de animais, a sua resistência à grande parte dos agentes antimicrobianos utilizados na rotina, como as tetraciclinas, sulfametoxazole, ampicilina, estreptomicina e carbenicilina, é amplamente conhecida (KANG et al., 2005).

Em estudo realizado por Soares et al. (2007), foi avaliado o perfil de sensibilidade de 11 cepas de *E. coli* isoladas de carne de frango comercializada na cidade de Fortaleza, sendo observado: 72,5% de cepas resistentes à doxiciclina, 47,5% à sulfonamidas, 27,5% à estreptomicina, ampicilina e sulfametoxazol-trimetoprim, 7,5% a gentamicina, 5% à ciprofloxacina e 2,5% à amicacina, não sendo observadas resistência para a ceftazidima e o imipenem.

Queiroz; Alves; Peres (2014) avaliaram o perfil de sensibilidade de 16 cepas de *E. coli* isoladas de carne de frangos congelados comercializados no Distrito Federal, observando 100% de resistência à bacitracina e 12,5% de resistência à gentamicina, cefotaxima e sulfazotrim.

A fim de garantir um nível adequado de proteção aos animais, à saúde humana e ao meio ambiente, a legislação brasileira preconiza algumas medidas em relação ao uso dos antimicrobianos na produção animal. A Instrução Normativa nº 65 versa sobre a inclusão de substâncias medicamentosas em suplementos nutricionais e/ou rações, exigindo a prescrição veterinária quanto a dosagem e período de retirada, de modo a obedecer ao Limite Máximo de Resíduo (LMR) preconizado, proibindo o uso de o uso de medicamentos em empresas de alimentação animal que não estejam previamente autorizadas pelo MAPA (Tabela 1) (BRASIL, 2006).

Tabela 1 – Aditivos antimicrobianos autorizados e não autorizados pela legislação brasileira para uso na alimentação animal.

Antimicrobianos autorizados	Antimicrobianos não autorizados
Avilamicina, Bacitracina metileno disalicilato, Bacitracina de zinco, Colistina, Clorexidina, Enramicina, Eritromicina, Espiramicina, Flavomicina, Halquinol, Lasalocida, Lincomicina, Monensina, Salinomicina sódica, Tiamulina, Tilosina, Virginamicina.	Anfenicois, Avoparcina, Betalactâmicos, Cloranfenicol, Eritromicina, Espiramicina, Carbadox, Nitrofuranos, Quinolonas, Sulfonamidas sistêmicas, Tetraciclina.

Fonte: Brasil (2013; 2015).

Por outro lado, o Plano Nacional de Controle de Resíduos e Contaminantes (PNCRC) é uma ferramenta de gerenciamento de risco que tem entre suas metas o uso correto e seguro dos medicamentos veterinários, de acordo com as práticas recomendadas e das tecnologias utilizadas nos processos de incrementação da produção pecuária. Suas ações são direcionadas para conhecer e evitar a violação dos níveis de segurança ou LMR's de substâncias autorizadas, bem como a ocorrência de quaisquer níveis de resíduos de compostos químicos de uso proibido no país (BRASIL, 1999).

As drogas a serem pesquisadas são atualizadas a cada ano, levando-se em consideração os dados obtidos do PNCRC em anos anteriores, os LMR's estabelecidos pelo *Coodex Alimentarius* e pesquisas internas realizadas pelo MAPA que monitoram as drogas mais utilizadas nas propriedades rurais (SILVA, 2009). No ano de 2015, os antibióticos pesquisados foram: amicacina, ampicilina, apramicina, cefazolina, clindamicina, clortetraciclina, doxiciclina, dihidroestreptomicina, eritromicina, estreptomicina, gentamicina, higromicina, espectinomicina, kanamicina, lincomicina, neomicina, oxacilina, nitrofurazona, oxitetraciclina, penicilina G, penicilina V, tetraciclina, tilmicosina, tirosina e tobramicina (BRASIL, 2015).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 OBTENÇÃO DAS AMOSTRAS

Em um matadouro frigorífico de aves e coelhos, sob regime de inspeção estadual na Bahia, foram abatidos, entre os meses de abril e maio de 2015, um total de 243 mil aves. Durante um período de 9 dias de abate, 52 carcaças de frangos (*Gallus gallus*) foram condenadas na linha de inspeção por suspeita de septicemia, das quais foram coletadas amostras de fígado, intestino e pulmão visualmente com alterações macroscópicas (Figuras 1 e 2).

As amostras retiradas foram acondicionadas em coletores plásticos estéreis identificados e encaminhadas em caixa isotérmicas com gelo para o Laboratório de Doenças Infecciosas (LDI) do Hospital Universitário de Medicina Veterinária (HUMV) da UFRB (Universidade Federal do Recôncavo da Bahia), sendo processadas no mesmo dia da coleta.

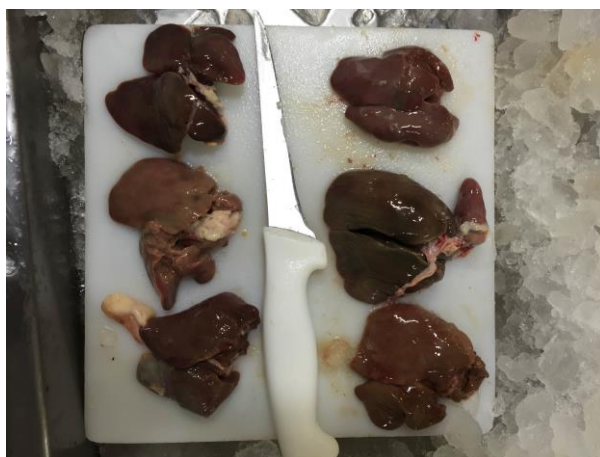


Figura 1 – Fígados de frango de carcaças condenadas pelo Serviço de Inspeção Estadual em abatedouro do Estado da Bahia (2015), por suspeita de septicemia.

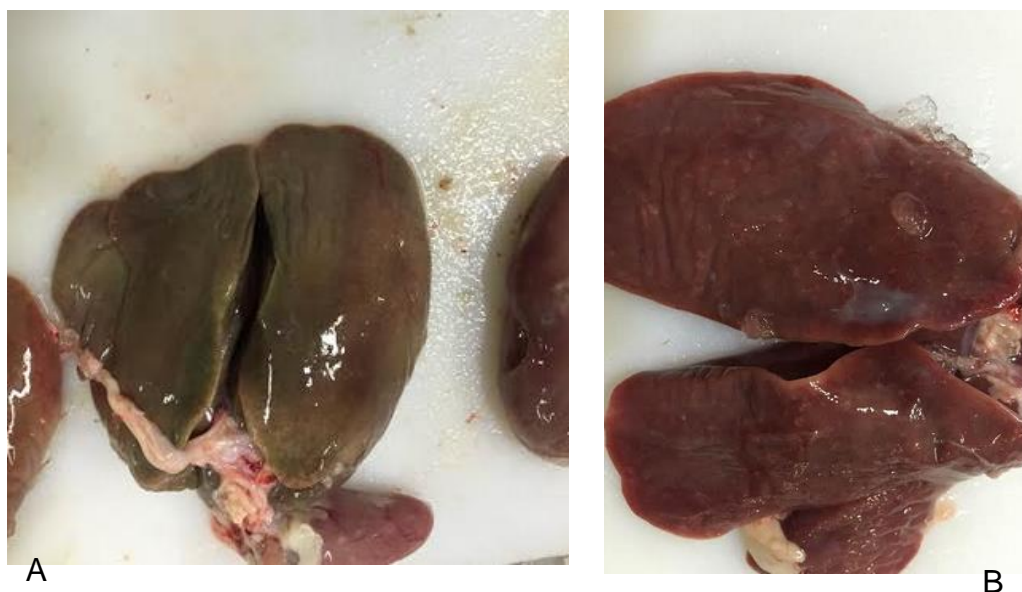


Figura 2 – Fígados condenados. A) Coloração esverdeada. B) Presença de focos necróticos.

4.2 ANÁLISE BACTERIOLÓGICA

No fluxo laminar, a fim de diminuir a contaminação externa, foram pesados 1g (± 0.1) de fígado, intestino e pulmão de cada carcaça, numa balança analítica de precisão (Shimadzu AUW320), em seguida os fragmentos foram higienizados com solução fisiológica estéril (Farmax 0,9%) (Figura 3) e macerados em placas de petri estéreis individualmente.



Figura 3 – Preparo da amostra para cultivo. Lavagem com soro fisiológico.

O macerado foi inoculado em 5ml de caldo BHI (Infusão de Cérebro e Coração) Himedia® por meio de uma alça de platina (Figura 4), sendo o inóculo então levado à estufa bacteriológica (Digital Timer Sterilifer) a 37°C. Após 24 horas, ele foi semeado no meio Agar nutriente (Figura 5) e levado novamente à estufa a 37°C, por 48 horas.

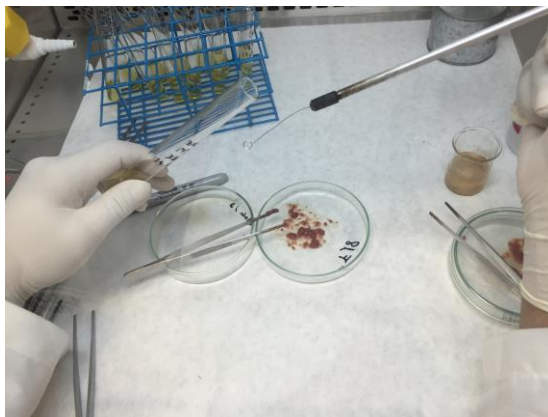


Figura 4 – Preparo da amostra para cultivo. Lavagem com soro fisiológico.



Figura 5 – Semeadura da amostra em meio Agar nutriente.

No fim desse período, foi feita a avaliação das características das colônias em contador de colônia (Quimis®), tais como: tamanho, coloração, contaminação e presença ou ausência de crescimento misto (Figura 6), após o que o odor foi avaliado. Seguidamente, foi realizada a coloração de Gram para observação das características morfotintoriais e posterior escolha do meio seletivo para sementeira.

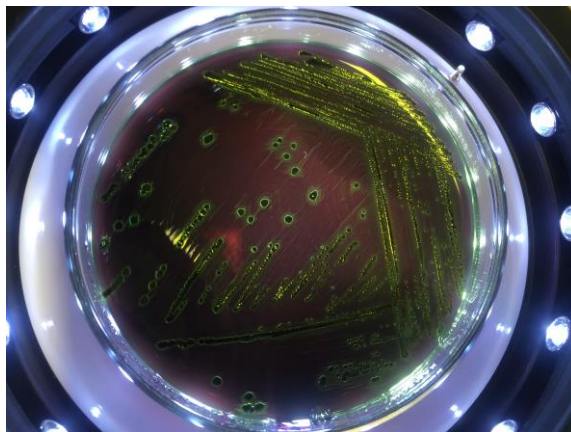


Figura 6 – Crescimento de *E. coli* em meio Agar nutriente. Observação de colônias verdes brilhantes.

Foram utilizados dois meios de cultura: o EMB (Eosina Azul Metileno) HIMEDIA[®], que é seletivo para bactérias Gram-negativas indicado para *E. coli*, outro meio para Gram-negativa, e o Agar Baird Parker HIMEDIA[®], utilizado para bactérias Gram-positivas com bom crescimento para estafilococos. Posteriormente realizou nova coloração de Gram e seguiu-se para a realização das provas bioquímicas: Catalase, Citrato, Escolina e Fenilalanina (Figura 7).



Figura 7 – Resultado das provas bioquímicas. A) Citrato. B) Escolina.

4.3 TESTE DE SUSCETIBILIDADE AOS ANTIMICROBIANOS

A partir das cepas de *E. coli* isoladas, foram realizados os testes de suscetibilidade aos antimicrobianos, baseado na metodologia proposta por Bauer et al. (1966).

Inicialmente, as amostras foram cultivadas em meio sólido Müller-Hinton e incubadas a 37°C por 24 horas. Em seguida, pipetou-se 0,1mL na diluição de $1,0 \times 10^6$ UFC/ml de cada caldo (de cada amostra) em placas de Agar Müller-Hinton, espalhando-o de forma homogênea por toda a superfície da placa com o auxílio de um suabe estéril.

Foram testadas seis drogas antimicrobianas (Bioradlaboratories) utilizadas na prática veterinária: Ampicilina (AMP 10mg), Trimetropim-Sulfametoxazol (SXT 25mg), Cefalexina (CXN 30mg), Eritromicina (ERY15mg), Sulfonamidas (SSS 300mg) e Tetraciclina (TET 30mg).

Os discos contendo os antimicrobianos foram depositados na placa, de forma equidistantes. Por fim, as placas foram incubadas a 37°C por 48h, realizando-se a leitura, com o auxílio de uma régua, em 24h e após 48h.

Com o auxílio de uma tabela apropriada baseado no manual (CLSI, 2012), foi determinado se o microrganismo em análise era sensível, intermediário ou resistente ao antimicrobiano testado.

Todos os dados foram dispostos em uma planilha para análise e descrição dos resultados.

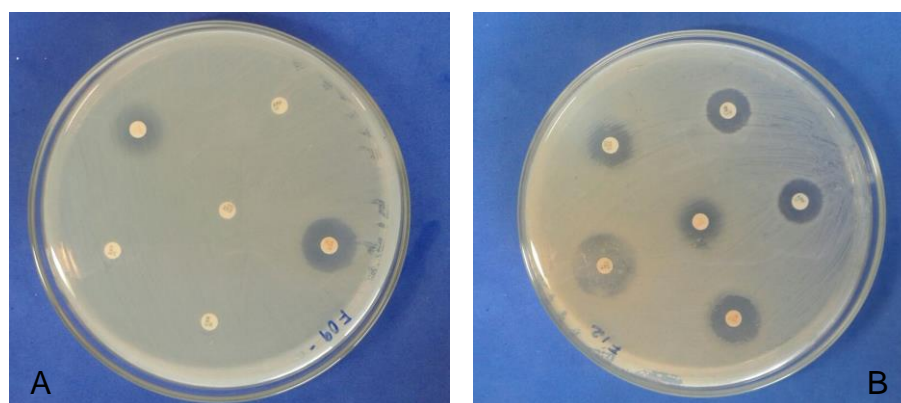


Figura 8 – Resultados do teste de suscetibilidade a antimicrobianos. A) Amostra F (09). B) Amostra F (12).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Das 243.000 aves abatidas durante o período de estudo, apenas 52 (0,021%) foram condenadas por suspeita de septicemia, sendo observado, após cultura, crescimento bacteriano em todas as 156 amostras de vísceras analisadas. Dentre as 52 carcaças, foi possível isolar e identificar *Escherichia coli* em 45 destas (86,5%) (Quadro 1).

Com base nestes achados, pode-se constatar que a avaliação macroscópica das carcaças como critério de condenação utilizado na linha de inspeção corroborou com a avaliação microscópica, uma vez que todas as carcaças condenadas por suspeita de septicemia apresentaram algum tipo de contaminação bacteriana, principalmente por *E. coli*.

A pesquisa de *E. coli* e a investigação da presença de outros microrganismos em miúdos de frangos de corte em abatedouros é importante por fornecer informações sobre a qualidade sanitária das aves estudadas (ALMEIDA, 2011).

Do total de 156 amostras analisadas, 91 (58,3%) mostraram-se positivas para *E. coli*, sendo o microrganismo encontrado em 57,7%, 55,8% e 61,5% das amostras de fígado, pulmão e intestino analisadas, respectivamente (Tabela 2). Este achado se assemelha ao encontrado por Silva et al. (2012), que, ao avaliarem 62 amostras de fígado colhidas aleatoriamente em dois matadouros avícolas do Recôncavo Baiano, isolaram esta bactéria em 45,5% das amostras.

Porém, de forma diferente deste trabalho, o autor supracitado analisou amostras de fígado com e sem alterações macroscópicas visíveis, identificando *E. coli* em 60% das amostras considerados com aspecto macroscópico inalterado, evidenciando que a inspeção visual dos fígados no matadouro avícola muitas vezes não é suficiente para descartar carcaças contaminadas por este microrganismo.

Quadro 1 – Ocorrência de bactérias isoladas de vísceras, oriundas de carcaças condenadas por septicemia, pelo Serviço de Inspeção Estadual em abatedouro do Estado da Bahia (2015).

Amostra	Bactéria		Amostra	Bactéria		Amostra	Bactéria		Amostra	Bactéria	
	<i>E. coli</i>	Outras		<i>E. coli</i>	Outras		<i>E. coli</i>	Outras		<i>E. coli</i>	Outras
01	F	+	02	F		03	F		04	F	
	P			P	+		P			P	+
	I	+		I	+		I	+		I	+
05	F	+	06	F		07	F	+	08	F	
	P			P	+		P			P	+
	I			I	+		I			I	+
09	F	+	10	F		11	F		12	F	+
	P			P			P			P	+
	I			I	+		I			I	+
13	F	+	14	F		15	F	+	16	F	+
	P	+		P	+		P			P	+
	I	+		I			I	+		I	+
17	F	+	18	F	+	19	F	+	20	F	+
	P			P			P	+		P	
	I			I	+		I	+		I	+
21	F		22	F		23	F		24	F	
	P	+		P			P			P	
	I			I	+		I	+		I	+
25	F		26	F	+	27	F	+	28	F	
	P			P	+		P			P	
	I			I	+		I			I	+
29	F	+	30	F		31	F	+	32	F	+
	P			P	+		P	+		P	
	I	+		I	+		I	+		I	+
33	F		34	F		35	F		36	F	
	P			P			P			P	+
	I	+		I	+		I			I	+
37	F		38	F		39	F	+	40	F	+
	P	+		P	+		P	+		P	+
	I	+		I	+		I	+		I	+
41	F	+	42	F	+	43	F	+	44	F	+
	P	+		P	+		P	+		P	+
	I	+		I			I	+		I	+
45	F	+	46	F		47	F	+	48	F	+
	P	+		P	+		P	+		P	+
	I			I	+		I	+		I	+
49	F	+	50	F	+	51	F	+	52	F	+
	P	+		P	+		P	+		P	+
	I	+		I	+		I	+		I	+

LEGENDA: F= Fígado; P=Pulmão; I=Intestino; +=Positividade

A presença de *E. coli* em fígados aparentemente sadios torna-se um fato preocupante, já que a víscera pode vir a ser liberada para consumo e causar doença no homem, uma vez que esta bactéria é capaz de resistir por longos períodos em temperaturas de refrigeração (HIRSH; ZEE, 2003). Além disso,

existe o risco dos microrganismos contaminantes serem resistentes ou portadores de genes que codificam resistência a antimicrobianos, podendo haver o surgimento de resistência cruzada de *E. coli* aviária com patógenos entéricos dos seres humanos (BARTON, 2000).

Tabela 2 – Resultado do isolamento bacteriano de vísceras de carcaças de frango de corte condenadas por septicemia, pelo Serviço de Inspeção Estadual em abatedouro do Estado da Bahia (2015).

Microrganismo	Fígado		Pulmão		Intestino	
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
<i>E. coli</i>	30	57,7	29	55,8	32	61,5
Outros	22	42,3	23	44,2	20	38,5

Barcelos (2005), ao pesquisar amostras de fígados de frango com alterações macroscópicas, condenados na linha de inspeção de dois matadouros frigorífico do Rio Grande do Sul, isolou *E. coli* em 26,7% das amostras analisadas, enquanto Casagrande (2013) identificou esta bactéria em 17,8% das amostras de fígado provenientes de carcaças condenadas totalmente por colibacilose em estabelecimento sob SIF no mesmo Estado. Motta (2002) analisou 47 carcaças condenadas por celulite em abatedouro comercial do Estado de São Paulo, isolando *E. coli* em 31,9% das lesões de celulite no peito das carcaças, sendo que em 31,9% das aves também foi identificada a presença da bactéria no fígado, sugerindo uma possível contaminação sistêmica.

De acordo com Barcelos et al. (2006), a enterobactéria *E. coli* está intimamente associada à casos de infecções sistêmicas com comprometimento hepático. Macgavin; Carlton (1998) relataram que a infecção do fígado pode ser primária ou fazer parte de um processo sistêmico, sendo o órgão frequentemente envolvido nas infecções hematógenas, por receber tanto sangue arterial do coração, quanto venoso do trato gastrointestinal via sistema porta..

Minharo et al. (2001) e Silva; Minharro; Santos (2013), ao examinarem sacos aéreos de frango de corte condenados por aerossaculite em abatedouros sob SIF no Estado de Goiás e do Tocantins, isolaram *E. coli*, respectivamente, em 80,6% e 61,7% das amostras avaliadas.

Na região de São José do Vale do Rio Preto-RJ, a partir de suabes da traqueia e de sacos aéreos de 120 frangos de corte necropsiados, Gonçalves (2005) isolou *E. coli* em 98,3% das amostras avaliadas, sendo que, antes do estudo, apenas 51,7% das aves apresentavam problemas respiratórios.

Conforme Dho-Moulin; Fairbrother (1999), *E. coli* pode ser facilmente isolada do trato respiratório superior das aves, sendo esta a principal porta de entrada da infecção por APEC, ocorrendo inicialmente a colonização da traqueia com posterior invasão dos sacos aéreos e demais órgãos.

Entretanto, segundo Casagrande (2013), apesar de incomum, a infecção por *E. coli* patogênica também pode ter origem intestinal, atingindo baço e fígado antes de se disseminar pelo organismo. Leitner; Heller (1992) relataram que a existência de fatores estressantes no galpão pode ser determinante na passagem de APEC do intestino para a corrente sanguínea das aves.

De acordo com Motta (2002), a presença de *E. coli* nas vísceras das aves evidencia a disseminação sistêmica do microrganismo, além de mostrar a possibilidade da ocorrência de infecção por outras bactérias.

Neste estudo, no que se refere aos testes de sensibilidade à antimicrobianos, nenhuma das estirpes de *E. coli* foi sensível ou resistente a todos os antimicrobianos testados. Entretanto, cinco estirpes (55,5%) mostraram resistência a três ou mais antimicrobianos, sendo que quatro estirpes de *E. coli* (44,5%) foram resistentes à cinco dos antimicrobianos testados (Quadro 2).

Quadro 2 – Resistência aos antimicrobianos de isolados de *E. coli* provenientes de vísceras de carcaças de frangos de corte condenadas sob SIE no Estado da Bahia.

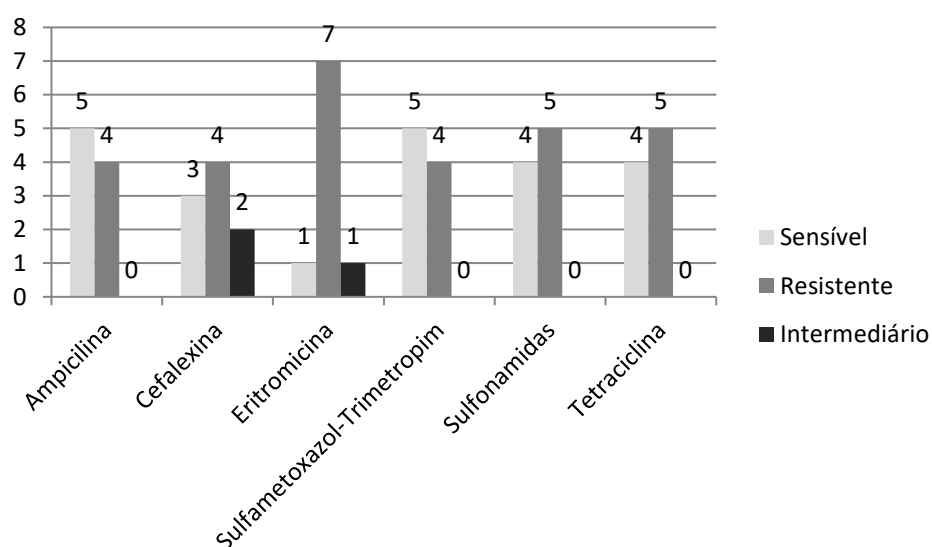
Antibiótico	Amostras de Visceras								
	F (01)	F (02)	F (04)	F (08)	F (09)	F (12)	P (03)	P (10)	I (09)
Ampicilina	R	S	R	S	R	R	S	R	S
Cefalexina	R	IN	R	S	R	R	IN	R	S
Eritromicina	IN	R	R	R	R	R	S	R	R
Sulfametoxazol-Trimetropim	R	S	S	R	R	R	S	R	S
Sulfonamidas	R	R	R	R	R	R	S	S	S
Tetraciclina	R	S	R	R	S	S	R	R	R

LEGENDA: F= Fígado; P=Pulmão; I=Intestino; R=Resistente; S=Sensível, IN= Intermediários

A multirresistência também foi observada por Barros et al. (2012b) e Guastalli (2010), cujos resultados foram de 94,2% e 94,4% dos isolados de *E. coli*, respectivamente, resistentes a três ou mais antimicrobianos pertencentes a diferentes classes de antibióticos.

O Gráfico 1 apresenta o número de isolados de *E. coli* sensíveis, intermediários ou resistentes aos antimicrobianos testados.

Gráfico 1 – Quantitativo de *E. coli* sensível, intermediário ou resistente a antimicrobianos.



No presente estudo, a eritromicina foi o antimicrobiano que apresentou menor atividade antibacteriana (77,8%). Achados semelhantes em relação à este macrolídeo foram relatados anteriormente por Guastalli (2010), Santos (2012), Gonçalves et al. (2012) e Stella et al. (2013), que observaram um percentual de resistência entre 95,6% a 100%.

Para a sulfonamida e a tetraciclina, foram observadas 55,6% das estirpes de *E. coli* resistentes. Resultados próximos foram achados por Gonçalves; Andreatti Filho (2010), que relataram, para amostras de *E. coli* oriundas de aves com suspeita de colibacilose, 66,7% de resistência à sulfonamida. Valor mais elevado foi relatado por Alcântara (2011), que encontrou 90,9% das cepas de *E. coli* isoladas de celulite aviária resistentes a este antibiótico.

Conforme Gonçalves; Andreatti Filho (2010), o alto índice de resistência à sulfonamida observado pode ser atribuído à sua utilização em larga escala no controle e erradicação de diversos agentes patogênicos, como coccídeos, induzindo à resistência cruzada com outros patógenos entéricos das aves.

Os outros antimicrobianos testados no presente trabalho, ampicilina, cefalexina e sulfametoxazol-trimetropim, apresentaram atividade antibacteriana moderada (44,4%). Com relação à cefalexina, o resultado foi próximo ao do estudo realizado por Zanatta et al. (2004), que encontraram resistência à esta cefalosporina em 54,6% das amostras de *E. coli* isoladas de aves comerciais.

Em estudo semelhante, Cardoso et al. (2014) evidenciaram alta resistência ao antibiótico (91,1%), que também encontraram altas taxas de resistência a estreptomicina (95,6%) e a doxiciclina (93,3%).

Santos (2012) avaliou a resistência de cepas de *E. coli* provenientes de lesões de celulite aviária e verificaram alta percentagem de resistência a ampicilina (81,81%) e a tetraciclina (90,9%).

Guastalli (2010), em amostras de *E. coli* isoladas de pintinhos de reposição de postura, também observou altas taxas de resistência a estes antibióticos, 81,1% e 80%, respectivamente.

Achados mais condizentes com o presente estudo foram relatados por Zanatta et al. (2004), que encontrou 58% de resistência para ampicilina, e por Gonçalves; Andreatti Filho (2010), que relataram 48% de resistência para tetraciclina.

Quanto à análise de resistência frente ao sulfametoxazol-trimetropim, resultado um pouco inferior ao do presente estudo (41,7%) foi citado por Gonçalves et al. (2012) ao avaliar isolados de *E. coli* em frangos de corte na idade de abate, enquanto que Cardoso et al. (2015) encontrou 66,7% de resistência para esta combinação de antibióticos.

De acordo com Kanget al. (2005), a resistência da *E. coli* comensal à maioria dos agentes antimicrobianos utilizados, como as tetraciclinas, sulfametoxazol ampicilina é bastante conhecida, fato evidenciado no presente estudo.

Segundo Cardoso et al. (2015), isto ocorreu em decorrência do uso abusivo e indevido destas substâncias como aditivos alimentares, conservantes ou promotores de crescimento para animais antes do ano de 1998, quando não havia regulamentação para controlar o uso destas substâncias para estes fins.

Conforme Gonçalves; Andreatti Filho (2010), a alta resistência à tetraciclina evidenciada em diversos estudos também pode ser explicada devido ao seu baixo custo e facilidade de obtenção, fato que popularizou a sua utilização.

6 CONCLUSÃO

Foi possível observar isolar e identificar colônias *E. coli* de amostras oriundas de vísceras de frangos condenados por septicemia, em um matadouro frigorífico de aves sob regime de inspeção estadual na Bahia.

As características macroscópicas das vísceras condenadas foram indicativas confiáveis de infecção por *E. coli*, pois esta estava presente em 86,5% das amostras condenadas por septicemia.

O teste de antibiograma das colônias isoladas evidenciou elevadas taxas de resistência e de multirresistência aos antimicrobianos testados, reforçando a necessidade do uso correto desses fármacos, em criações de aves comerciais, a fim de evitar maiores transtornos no controle e combate à colibacilose e outras enfermidades causadas por bactérias.

Frente a presente investigação realizada e elevadas taxas de resistência e de multirresistências encontradas por *E. coli* nas vísceras das carcaças de frango condenadas, vale destacar a importância e a necessidade de mais pesquisas no que diz respeito ao uso de antibiótico no campo e seus impactos na saúde pública.

A alta taxa de resistência de *E. coli* observada neste e em outros estudos evidenciam a importância da realização de um teste de sensibilidade aos antimicrobianos em criações de frango de corte para garantir sua efetividade no tratamento das infecções.

REFERÊNCIAS

- ALBUQUERQUE, R.; ITO, N. M. K.; MIYAJI, C. I. Comparative study of diferente culture media for salmonela recovery in feed stuffs and feeds. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 37, n. 1, p. 70-73, 2000.
- ALCÂNTARA, A. C. M. Realização de antibiograma e detecção de genes de resistência pela reação em cadeia da polimerase (PCR) em cepas de *Escherichia coli* isoladas de celulite aviária, coletadas de abatedouros frigoríficos do Distrito federal. 61f. **Monografia** (Graduação em Medicina Veterinária), Universidade de Brasília, 2011.
- ALMEIDA, A. P. Avaliação Higiênico-Sanitária da Carne de Frango de Corte de Estabelecimentos que Abatem e/ou Comercializam no Município de Patos-PB. 66f. **Monografia** (Graduação em Medicina Veterinária), Universidade Federal de Campina Grande, Patos, 2011.
- AMORIM NETO, A. A.; MIRANDA, C. C. M. Inspeção de aves. 76f. **Monografia** (Especialização em Higiene e Inspeção de Produtos de Origem Animal), Universidade Castelo Branco, Goiânia, 2009.
- ANDREATTI FILHO, R. L. **Saúde aviária e doenças**. São Paulo: Roca, 2006. 328p.
- ANTAO, E.M.; EWERS, C.; GURLEBECK, D; PREISINGER, R.; HOMEIER, T.; HOMEIER, T.; LI, G.; WIELER, L.H. Signature-tagged mutagenesis in a chicken infection model leads to the identification of a novel avian pathogenic *Escherichia coli* fimbrial adhesin. **Plos One**. v. 11, n.4, p. 1-14, 2009.
- ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Teste de sensibilidade aos antimicrobianos. 2008. Disponível em: http://www.anvisa.gov.br/servicosaude/controlere/rede_rm/cursos/boas_praticas/modulo5/introducao.htm. Acessado em: 07 Jul2015.
- ARMENDARIS, P. Abate de aves: dados de condenações. Serviço de Inspeção Federal. In: SIMPÓSIO DE SANIDADE AVÍCOLA DA UFSM, 5, Santa Maria, 2006. **Anais...** Santa Maria: UFSM, v. 5, p. 69-81, 2006.
- ARNÉ, P.; MARC, D.; BRÉE, A.; SCHOULER, C.; DHO-MOULIN, M. Increased tracheal colonization in chickens without impairing pathogenic properties of avian pathogenic *Escherichia coli* MT78 with a fimH deletion. **Avian diseases**, v. 44, n. 2, p. 343-355, 2000.
- ASK, B.; VAN DER WAAIJ; E. H.; VAN ECK, J. H. H.; VAN ARENDONK, J. A. M.; STEGEMAN, J. A. Defining susceptibility of broiler chicks to colibacillosis. **Avian Pathology**, v. 35, n. 2, p. 147-153, 2006.
- BARBIERI, N. L. Análise epidemiológica de cepas APEC e análise do regulador FNR na modulação da virulência de ExPEC. 185f. **Tese** (Doutorado em Biologia Celular e Molecular), Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2014.

BARCELOS, A. D. S.; FLÔRES, M. L.; KOMMERS, G. D.; NASCIMENTO, V. P. D.; SEGABINAZI, S. D.; ANTONIAZZI, T.; BASSAN, J. D. L. Macroscopia, histopatologia e bacteriologia de fígados de frangos (*Gallus gallus*) condenados no abate. **Ciência Rural**, v. 36, n. 2, p. 561-567, 2006.

BARCELOS, A. S. Avaliação macroscópica, histopatológica e bacteriológica de fígados de frangos (*Gallus gallus*) condenados no abate pela inspeção sanitária. 83f. **Dissertação** (Mestrado em medicina Veterinária Preventiva), Universidade Federal de Santa Maria, 2005.

BARROS, L. S. S.; SILVA, R. M.; SILVA, I. M. M.; BALIZA, M.; FREITAS, F. A. avicultura brasileira e sua afinidade com a celulite aviária. **Arquivos de Pesquisa Animal**, v. 1, n. 2, p. 78-97, 2012a.

BARROS, M. R.; SILVEIRA, W.; ARAÚJO, J. M.; COSTA, E. P.; OLIVEIRA, A. A. D. F.; SANTOS, A. P.; MOTA, R. A. Resistência antimicrobiana e perfil plasmidial de *Escherichia coli* isolada de frangos de corte e poedeiras comerciais no Estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, n. 5, p. 405-410, 2012b.

BARTON, M. D. Antibiotic use in animal feed and its impact on human health. **Nutrition Research Reviews**, v. 13, n. 02, p. 279-299, 2000.

BAUER, A. W.; KIRB, W.M.M.; SCHERRIS, J.C.; TURCK, M. Antibiotic susceptibility testing by standardized single disk method. **The American Journal of Clinical Pathology**, v. 45, n. 4, p. 493-96, 1966.

BELUSSO, D. A integração de agricultores às cooperativas agrícolas abatedoras de frangos no oeste do Paraná. 219f. **Tese** (Doutorado em Geografia), Faculdade de Ciência e Tecnologia. Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 2010.

BERCHIERI JUNIOR, A.; MACARI, M. **Doenças das aves**. Campinas: Fundação Apinco, 2009. 1104p.

BONI, H. F. K. Ocorrência de *Salmonella* spp. na cadeia avícola da região central de Mato Grosso do Sul. 53f. **Dissertação** (Mestrado em Ciência Animal), Universidade Federal do Mato Grosso do Sul, Campo Grande, 2007.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Aditivos Proibidos na Alimentação Animal: Lista de substâncias proibidas e legislação correspondente. 2013. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/animal/alimentacao/aditivos/aditivos-proibidos>. Acessado em: 27 Out 2015.

_____. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Tabela de Aditivos Antimicrobianos, Anticoccidianos e Agonistas com Uso Autorizado na Alimentação Animal. 2015. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/animal/alimentacao/aditivos/aditivos-autorizados>. Acessado em: 27 Out 2015.

_____. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Decreto nº. 30.691, de 29 de março de 1952. Aprova o novo Regulamento de Inspeção Industrial e Sanitária de Produtos de origem Animal. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 7 jul. 1952. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao.do?operacao=visualizar&id=14974>. Acessado em: 4 Maio 2015.

_____. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº. 42, de 20 de dezembro de 1999. Dispõe sobre a Alteração do Plano Nacional de Controle de Resíduos em Produtos de Origem Animal - PNCR e os Programas de Controle de Resíduos em Carne - PCRC, Mel - PCRM, Leite - PCRL e Pescado - PCRP. **Diário Oficial da União**, Brasília, 22 dez. 1999. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/sislegisconsulta/consultarLegislacao.do?operacao=visualizar&id=16717>. Acessado em: 27 Out 2015.

_____. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº. 65, de 21 de novembro de 2006. Aprova o Regulamento Técnico sobre os procedimentos para fabricação e o emprego de rações, suplementos, premixes, núcleos ou concentrados com medicamentos para os animais de produção. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 24 nov. 2006. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consulta/consultarLegislacao>. Acessado em: 27 Out 2015.

_____. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº. 210, de 10 de novembro de 1998. Aprova o Regulamento Técnico da Inspeção Tecnológica e Higiênico-Sanitária de Carne de Aves. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 26 nov. 1998. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/sislegis-consultarLegislacao>. Acessado em: 4 Maio 2015.

_____. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria nº. 13, de 15 de julho de 2015. Promove a publicação dos resultados do PNCRC/Animal referentes ao exercício do ano de 2014. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 20 jul. 2015. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/animal/qualidade-dos-alimentos/residuos-e-contaminantes>. Acessado em: 27 Out 2015.

BRITO, B. G. Fatores de virulência de *Escherichia coli* de origem aviária – APEC. In: SIMPÓSIO DE SANIDADE AVÍCOLA DA UFSM, 2, Santa Maria, 2000. **Anais...** Santa Maria: Editora da UFSM, v. 2, p. 56-69, 2000.

CARDOSO, A. L. S. P.; KANASHIRO, A. M. I.; STOPPA, G. F. Z.; CASTRO, A. G. M.; LUCIANO, R. L.; TESSARI, E. N. C. Resistência antimicrobiana de *Escherichia coli* isolada de aves comerciais nos estados de São Paulo e de Goiás, Brasil. **Revista Eletrônica Nutritime**, v. 11, n. 3, p. 3465-3471, 2014. Disponível em: http://www.nutritime.com.br/arquivos_internos/artigos/ARTIGO251.pdf. Acessado em: 10 Jul 2015.

CARLTON, W. W.; MCGAVIN, M. D. **Patologia veterinária especial de Thomson**. Porto Alegre: Artmed, 1998. 674p.

CASAGRANDE, R. A. Caracterização anatomopatológica, imuno-histoquímica e molecular de doenças infecciosas em aves de produção e ornamentais. 86f. **Tese** (Doutorado em Ciências Veterinárias), Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2013.

CLSI. Clinical Laboratory Standard Institute. Metodologia dos testes de sensibilidade a agentes antimicrobianos por diluição para bactéria de crescimento aeróbico: Norma Aprovada. **NCCLS document M7-A6**, v. 23, n.2, 2000.81p.

CLSI. Clinical Laboratory Standard Institute. Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing; Twenty-Second. Informational Supplement. **Document M100-S22**, v. 23, n.3, 2012.188p.

CORRÊA, F. A. F. Características dos patótipos de *E. coli* e implicações de *E.coli* patogênica para aves em achados de abatedouros frigoríficos. 37f. **Seminário** (Mestrado em Ciência animal), Escola de Veterinária e Zootecnia. Universidade Federal de Goiás, 2012a.

CORRÊA, I. M. O. Enterobactérias e fatores de virulência em cepas de *Escherichia coli* isoladas de psitacídeos. 56f. **Dissertação** (Mestrado em Medicina Veterinária Preventiva), Universidade Federal de Santa Maria, 2012b.

CROXEN, M. A.; FINLAY, B. B. Molecular mechanisms of *Escherichia coli* pathogenicity. **Nature Reviews Microbiology**, v. 8, n. 1, p. 26-38, 2010.

CUNHA, M. P. V. Resistência aos antimicrobianos e virulência de *Escherichia coli* patogênica para as aves (APEC) isoladas de perus com doença respiratória. 111f. **Dissertação** (Mestrado em Ciências), Universidade de São Paulo, 2014.

CUNHA, M. P. V.; MENÃO, M. C.; FERREIRA, A. J. P.; KNÖBL, T. A similaridade genética de *Escherichia coli* patogênica para as aves (APEC) com estirpes humana e a resistência antimicrobiana justificam a preocupação sanitária em relação aos produtos de origem aviária? **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 11, n. 2, p. 24-33, 2013.

DE ROSA, M.; FICKEN, M. D.; BARNES, H. J. Acute airsacculitis in untreated and cyclophosphamide-pretreated broiler chickens inoculated with *Escherichia coli* or *Escherichia coli* cell-free culture filtrate. **Veterinary Pathology Online**, v. 29, n. 1, p. 68-78, 1992.

DHO-MOULIN, M.; FAIRBROTHER, J. M. Avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC). **Veterinary Research**, v. 30, n. 2-3, p. 299-316, 1999.

DO CARMO, A. M. A.; SALES, R. C.; GRACINDO, Â. P. A. C.; PEREIRA, G. F.; ABRANTES, M. R.; DA SILVA, J. B. A.; DE SOUSA, Ê. S. Avaliação da sensibilidade *in vitro* a antimicrobianos de microrganismos isolados nos casos

de mastite no município de APODI/RN. In: CONGRESSO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DO IFRN, 9, São Gonçalo do Amarante, 2013. Disponível em: <http://www2.ifrn.edu.br/ocs/index.php/congic/ix/paper/view/1086/88>. Acessado em: 07 Jul 2015.

DOMINGUES, R. D.; DIEHL, G. N. Mitos e verdades sobre o consumo de carne de frango. 2012. Disponível em: http://www.dda.agricultura.rs.gov.br/ajax/download.php?qArquivo=20130225111906mitos_sobre_carne_de_frango_e_ovos.pdf. Acessado em: 4 Maio 2015.

DZIVA, F.; STEVENS, M. P. Colibacillosis in poultry: unravelling the molecular basis of virulence of avian pathogenic *Escherichia coli* in their natural hosts. **Avian Pathology**, v. 37, n. 4, p. 355-366, 2008.

EWERS, C.; ANTÃO, E. M.; DIEHL, I.; PHILIPP, H. C.; WIELER, L. H. EWERS, Christa et al. Intestine and environment of the chicken as reservoirs for extraintestinal pathogenic *Escherichia coli* strains with zoonotic potential. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 75, n. 1, p. 184-192, 2009.

FERREIRA, A. J. P.; KNÖBL, T. Colibacilose aviária. In: BERCHIERI JUNIOR, A.; MACARI, M. **Doenças das aves**. Campinas: Fundação Apinco, p. 457-471, 2009. 1104p.

FERREIRA, T. Z.; SESTERHENN, R.; KINDLEIN, L. Perdas econômicas das principais causas de condenações de carcaças de frangos de corte em Matadouros-Frigoríficos sob Inspeção Federal no Rio Grande do Sul, Brasil. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 40, n. 1, p. 1-6, 2012.

GIOTTO, D. B.; ZIMERMANN, C. F.; CESCO, M. A. O.; BORGES FORTES, F. B.; PINHEIRO, D.; HILLER, C. C.; HERPICH, J.; MEDINA, M.; RODRIGUES, E.; SALLE, C. T. P. Impacto econômico de condenações *post mortem* de frangos de corte em um matadouro frigorífico na região sul do Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 35, Gramado, 2008. **Anais...** Gramado: CONBRAVET, 2008. Disponível em: <http://www.sovergs.com.br/conbravet2008/anais/cd/resumos/r0701-2.pdf>. Acessado em: 06 Maio 2015.

GOMIDE, L. A. M. **Tecnologia de abate e tipificação de carcaças**. Viçosa: Viçosa: 2006. 370 p.

GONÇALVES, G. A. M.; ANDREATTI FILHO, R. L. Susceptibilidade antimicrobiana de amostras de *Escherichia coli* isoladas de frango industrial (*Gallus gallus domesticus* - linnaeus, 1758) com colibacilose. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 77, n. 4, p. 715-718, 2010.

GONÇALVES, P. M. R. *Escherichia coli* com detecção do gene *iss* por PCR, micoplasmas e salmonelas na qualidade sanitária de frangos de corte ao abate. 84f. **Tese** (Doutorado em Medicina Veterinária), Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2005.

GONÇALVES, P. M. R.; PEREIRA, V. L. A.; SILVA, R. C. F.; OLIVEIRA, L. A. T.; NASCIMENTO, E. R. Perfil de resistência antimicrobiana de isolados de

Escherichiacoli positiva para gene *ISS* em frangos de corte na idade de abate. Disponível em:

<http://www.conhecer.org.br/enciclop/2012b/ciencias%20agrarias/perfil%20de%20resistencia.pdf>. Acessado em: 10 Jul 2015.

GUASTALLI, E. A. L. Estudo dos fatores de virulência, sorogrupos, patogenicidade e susceptibilidade antimicrobiana das cepas de *Escherichia coli* isoladas de pintainhas de reposição de postura. 84f. **Dissertação** (Mestrado em Microbiologia), Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2010.

GUASTALLI, E. A. L.; BUIM, M. R.; GAMA, N. M. S. Q.; TOGASHI, C. K. Determinação dos sorogrupos de *Escherichia Coli* isoladas de pintainhas. 2007. Disponível em: <http://www.avisite.com.br/cet/trabalhos.php?codigo=106>. Acessado em: 15 Maio 2015.

GUASTALLI, E. A. L.; GAMA, N. M. S. Q.; BUIM, M. R.; OLIVEIRA, R. A.; FERREIRA A.J. F.; LEITE, D. S. Índice de patogenicidade, produção de hemolisina e sorogrupo de amostras de *Escherichia coli* isoladas de aves de postura comercial. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 77, n. 1, p. 153-157, 2010.

GUASTALLI, E. A. L.; SOARES, N. M. Colibacilose aviária. 2011. Disponível em: http://www.biologico.sp.gov.br/artigos_ok.php?id_artigo=150. Acessado em: 06 Maio 2015.

HASAN, A. R.; ALI, M. H.; SIDDIQUE, M. P.; RAHMAN, M. M.; ISLAM, M. A. Clinical and laboratory diagnoses of common bacterial diseases of broiler and layer chickens. **Bangladesh Journal of Veterinary Medicine**, v. 8, n. 2, p. 107-115, 2012.

HIRSH, C. H.; ZEE, Y. C. **Microbiologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2003. 446p.

HUJA, S., OREN, Y., TROST, E., BRZUSZKIEWICZ, E., BIRAN, D., BLOM J., GOESMANN, A., GOTTSCHALK, G., HACKER, J., RON, E. Z., DOBRINDTC U. Genomic Avenue to Avian Colisepticemia. **Bio**, v. 6 n. 1 p. 01681-14

IANCU, I.; HERMAN, V.; IANCU, S.; CĂTANA, N. Research on serological typing of *E. coli* strains isolated from broilers. **Medicina Veterinária**, v. 47, n. 3, p. 41-45, 2014.

JACOBSEN, G.; FLÔRES, M. L. Condenações por síndrome ascítica em frangos abatidos sob inspeção federal entre 2002 e 2006 no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciência Rural**, v. 38, n.7, p.1966-1971, 2008.

JOHNSON, J. R.; KUSKOWSKI, M. A.; SMITH, K.; O'BRYAN, T. T.; TATINI, S. Antimicrobial-resistant and extraintestinal pathogenic *Escherichia coli* in retail foods. **Journal of Infectious Diseases**, v. 191, n. 7, p. 1040-1049, 2005.

JOHNSON, T. J.; WANNEMUEHLER, Y.; JOHNSON, S. J.; STELL, A. L.; DOETKOTT, C.; JOHNSON, J. R.; NOLAN, L. K. Comparison of extraintestinal pathogenic *Escherichia coli* strains from human and avian sources reveals a

mixed subset representing potential zoonotic pathogens. **Applied and environmental microbiology**, v. 74, n. 22, p. 7043-7050, 2008.

KABIR, S. M. Avian colibacillosis and salmonellosis: a closer look at epidemiology, pathogenesis, diagnosis, control and public health concerns. **International journal of Environmental Research and Public Health**, v. 7, n. 1, p. 89-114, 2010.

KABIR, S. M. The role of probiotics in the poultry industry. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 10, n. 8, p. 3531-3546, 2009.

KANG, H. Y.; JEONG, Y. S.; OH, J. Y.; TAE, S. H.; CHOI, C. H.; LUA, D. C.; LEE J. C. Characterization of antimicrobial resistance and class 1 integrons found in *Escherichia coli* isolates from humans and animals in Korea. **Journal of Antimicrobial Chemotherapy**, v. 55, n. 5, p. 639-644, 2005.

KAPER, J. B.; NATARO, J. P.; MOBLEY, H. L. T. Pathogenic *Escherichia coli*. **Nature Reviews Microbiology**, v. 2, n. 2, p. 123-140, 2004.

KASNOWSKI, M. C. *Listeria spp.*, *Escherichia coli*: Isolamento, identificação, estudo sorológico e antimicrobiano em corte de carne bovina (Alcatra) inteira e moída. 111f. **Dissertação** (Mestrado em Higiene Veterinária), Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2004.

KEHLER, L. **Avian colibacillosis**. Disponível em: <http://www.canadianpoultry.ca/colibacillosis.html>. Acessado em: 20 Maio 2015.

KOGA, V. L.; RODRIGUES, G. R.; SCANDORIEIRO, S.; VESPERO, E. C.; OBA, A.; BRITO, B. G. D.; KOBAYASHI, R. K. Evaluation of the antibiotic resistance and virulence of *Escherichia coli* strains isolated from chicken carcasses in 2007 and 2013 from Paraná, Brazil. **Food Borne Pathogens and Disease**, v. 181, n. 1, p. 261-272, 2015.

KORB, A. Resistência aos antimicrobianos de *Escherichia coli* isoladas de frangos da região metropolitana de Curitiba e identificação de riscos à saúde humana 84f. **Tese** (Doutorado em Meio Ambiente e Desenvolvimento), Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2014.

KWON, H. J.; KIM, T. E.; KIM, J. H. rpoB gene sequencing for phylogenetic analysis of avian pathogenic *Escherichia coli*. **Korean Journal of Veterinary Research**, v. 55, n. 1, p. 31-39, 2015.

LA RAGIONE, R. M.; CASULA, G.; CUTTING, S. M.; WOODWARD, M. J. *Bacillus subtilis* spores competitively exclude *Escherichia coli* 070:K80 in poultry. **Veterinary Microbiology**, v. 79, p. 133-142, 2001

LEITNER, G.; HELLER, E. D. Colonization of *Escherichia coli* in young turkeys and chickens. **Avian Diseases**, v. 36, n. 2, p. 211-220, 1992.

MATTER, L. B. Interação entre *Escherichia coli* patogênica aviária (APEC) e células não fagocitárias. 94f. **Tese** (Doutorado em Biologia Celular e Molecular), Universidade federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011.

- MELLATA, M. Human and avian extraintestinal pathogenic *Escherichia coli*: infections, zoonotic risks, and antibiotic resistance trends. **Foodborne Pathogens and Disease**, v. 10, n. 11, p. 916, 2013.
- MELLATA, M.; DHO-MOULIN, M.; DOZOIS, C.M.; CURTISS, I. I. I. R.; BROWN, P.K.; ARNÉ, P.; BRÉE, A.; DESAUTELS, C.; FAIRBROTHER, J.M. Role of virulence factors resistance of avian pathogenic *Escherichia coli* to serum and pathogenicity. **Infection and Immunity**, v. 71, n. 1, p. 536-540, 2003.
- MENÃO, M. C.; FERREIRA, C. S. A.; CASTRO, A. G. M.; KNÖBL, T.; FERREIRA, A. P. Sorogrupos de *Escherichia coli* isolados de frangos com doença respiratória crônica. **Arquivos do Instituto Biológico**, São Paulo, v. 69, p. 15-17, 2002.
- MENDES, A. A. Controle de perdas e condenações no abatedouro. **Ave World**, v. 1, n. 6, p. 16-25, 2004.
- MINHARRO, S.; LINHARES, G. F. C. L.; ANDRADE, M. A.; ROCHA, P. T.; SANTANA, A. P. Envolvimento de *Escherichia coli*, de *Mycoplasma Gallisepticum* e de *Mycoplasma synoviae* em lesões de sacos aéreos em frangos abatidos no estado de Goiás. **Ciência Animal Brasileira** v. 2, n. 2, p. 111-117, 2001.
- MITCHELL, N. M.; JOHNSON, J. R.; JOHNSTON, B.; CURTISS, R.; MELLATA, M. Zoonotic potential of *Escherichia coli* isolates from retail chicken meat products and eggs. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 81, n. 3, p. 1177-1187, 2015.
- MOTA, R. A.; SILVA, K. P. C.; FREITAS, M. F. L.; PORTO, W. J. N.; SILVA, L. B. G. Utilização indiscriminada de antimicrobianos e sua contribuição a multirresistência bacteriana. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 42, n. 6, p. 465-470, 2005.
- MOTTA, M. P. Celulite aviária: estudo do problema em um abatedouro comercial. 75f. **Dissertação** (Mestre em Tecnologia de Alimentos), Universidade Estadual de Campinas, 2002.
- NAKAZATO, G.; CAMPOS, T. A. D.; STEHLING, E. G.; BROCCHI, M.; SILVEIRA, W. D. D. Virulence factors of avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC). **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 29, n. 7, p. 479-486, 2009.
- NCRA. North Central Regional Association of Agricultural Experiment Station Directors. **Avian Respiratory Diseases**: Pathogenesis, surveillance, diagnosis and control. 2009. Disponível em: http://lgu.umd.edu/lgu_v2/homepages/home.cfm?trackID=1514. Acessado em: 06 Maio 2015.
- NOLAN, L. K. **Overview of colibacillosis in poultry**. 2013. Disponível em: http://www.merckvetmanual.com/mvm/poultry/colibacillosis/overview_of_colibacillosis_in_poultry.html. Acessado em: 20 Maio 2015.

- OLIVEIRA, A. P. *Salmonella* sp. em frango e ambiente de abate. 63f. **Dissertação** (Mestrado em Ciência Animal), Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2012.
- OLIVEIRA, A. P.; REZENDE, C. S. M.; ANDRADE, M. A.; CASTRO, A. M.; TELES, M. M. L. *Salmonella* sp. em carne, miúdos de aves e no ambiente de abate de agroindústrias goianas. In: CONGRESSO DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO DA UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS, 8, Goiânia, 2011. **Anais...** Disponível em: <http://www.sbpcnet.org.br/livro/63ra/conpeex/mestrado/trabalhos-mestrado/mestrado-aline-pedrosa.pdf>. Acessado em: 05 Jul 2015.
- OLIVEIRA, C. H. Frangos de corte: produção e sanidade. 86f. **Monografia** (Graduação em Medicina Veterinária), Universidade Tuiuti do Paraná, Curitiba, 2010a.
- OLIVEIRA, O. V. B. Avaliação microbiológica de carnes de frango de corte comercializadas em granjas produtoras no município de Patos-PB. 85f. **Dissertação** (Mestrado em Zootecnia), Universidade Federal de Campina Grande, Patos, 2010b.
- OLIVO, R. **O mundo do frango**: cadeia produtiva da carne de frango. Criciúma: Varela, 2006. 688p.
- OOSTERIK, L.H., TUNTUFYE, H. N., JANSSENS, S., BUTAYE, P.; GODDEERIS, B.M. Disinfection by hydrogen peroxide nebulization increases susceptibility to avian pathogenic *Escherichia coli*. **BMC Research Notes**, v. 8, n. 1, p. 378, 2015.
- PASCHOAL, E. C.; OTUTUMI, L. K.; SILVEIRA, A. P. Principais causas de condenações no abate de frangos de corte de um abatedouro localizado na região noroeste do Paraná, Brasil. **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, v. 15, n. 2, p. 93-97, 2013.
- PEREIRA, S. L. S. Condenações no abate de frangos de corte. 38f. **Monografia** (Pós-Graduação em Higiene e Inspeção de Produtos de Origem Animal e Inspeção Sanitária), Universidade Castelo Branco, Campinas, 2009.
- POURBAKHS, S. A.; BOULIANNE, M.; MARTINEAU-DOIZÉ, B.; DOZOIS, C. M.; DESAUTELS, C.; FAIRBROTHER, J. M. Dynamics of *Escherichia coli* infection in experimentally inoculated chickens. **Avian Diseases**, v. 1, n. 1, p. 221-233, 1997.
- QUEIROZ, L. L.; ALVES, T. S.; PERES, J. C. O. Perfil de Sensibilidade das Cepas *Escherichia coli* Isoladas de Carcaças de Frangos Congelados Comercializados no Distrito Federal. In: CONGRESSO LATINOAMERICANO DE MICROBIOLOGIA E HIGIENE DE ALIMENTOS, 12, Paraná, 2014. **Anais...** São Paulo: Editora Blucher, 2014. Disponível em: <http://pdf.blucher.com.br/foodscienceproceedings/microal/322.pdf>. Acessado: 17 Set 2015.

- QUINN, P. J.; MARKEY, B. K.; CARTER, M. E.; DONNELLY, W. J. C.; LEONARD, F. C.; MAGUIRE, D. **Microbiologia veterinária e doenças infecciosas**. Porto Alegre: Artmed, 2005. 512p.
- RAVAGNANI, L. K.; AGOSTINS, R. O.; OTUTUMI, L. K.; LIMA, E. T.; FERNANDES, J. I. M.; MARTINS, L. A. Pesquisa de *Salmonella* spp. em frangos de corte criados em galpões climatizados de uma integração na região Oeste do Paraná. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 33, n. 6, p. 2327-2336, 2012.
- REVOLLEDO, L. Colibacilose. In: REVOLLEDO, L.; FERREIRA, A. J. P. **Patologia aviária**. Barueri: Manole, 2009. p. 67-74. 510p.
- REZENDE, C. S. M.; ANDRADE, M. A.; MESQUITA, A. J. D.; COELHO, K. O.; MINAFRA, C. S.; ARRUDA, M. L. T.; LAGE, M. E. *Salmonella* sp. em corações e fígados normais e condenados de frangos de corte abatidos no estado de Goiás e identificação da suscetibilidade a antimicrobianos. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 67, n. 2, p. 142-147, 2008.
- ROCHA, S. L. S. Detecção de fatores de virulência de amostras de *Escherichia coli* isoladas de granjas avícolas do RS através do Multiplex-PCR. 68f. **Dissertação** (Mestrado em Ciências Veterinárias), Universidade do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2008.
- ROCHA, T. M. Fatores de virulência de *Escherichia coli* patogênica para aves. 31f. **Seminários aplicados** (Pós graduação em Ciência Animal), Universidade federal de Goiás, Goiânia, 2010.
- RODRIGUEZ-SIEK, K. E.; GIDDINGS, C. W.; DOETKOTT, C.; JOHNSON, T. J.; NOLAN, L. K. Characterizing the APEC pathotype. **Veterinary Research**, v. 36, n. 2, p. 241-256, 2005.
- RON, E. Z. Host appecificity of septicemic *Escherichia coli*: human and avian pathogens. **CurrentOpinion in Microbiology**, v. 9, n. 1, p. 28-32, 2006.
- ROSTAGNO, R. H. Impacto da restrição de antimicrobianos na indústria avícola. 2011. Disponível em: <https://pt.engormix.com/MA-avicultura/saude/artigos/impacto-restricao-antimicrobianos-industria-t454/165-p0.htm>. Acessado em: 17 Set 2015.
- RUSSEL, S. M. The effect of air sacculitis on bird weights, uniformity, fecal contamination, processing errors, and populations of *Campylobacter* spp. and *Escherichia coli*. **Poultry Science**, v. 82, p. 1326-1331, 2003.
- RUSSO, T. A.; JOHNSON, J. R. Proposal for a new inclusive designation for extraintestinal pathogenic isolates of *Escherichia coli*: ExPEC. **Journal of Infectious Diseases**, v. 181, n. 5, p. 1753-1754, 2000.
- SALEHI, T. Z.; MADANI, S. A.; KARIMI, V.; KHAZAELI, F. A. Molecular genetic differentiation of avian *Escherichia coli* by RAPD-PCR. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 39, n. 3, p. 494-497. 2008.

SALLE, F. O. Utilização de inteligência artificial (redes neurais artificiais) para a classificação da resistência a antimicrobianos e do comportamento bioquímico de amostras de *Escherichia coli* isoladas de frangos de corte. 88f. **Tese** (Doutorado em Ciências Veterinárias), Universidade do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2009.

SANTANA, A. P.; MURATA, L. S.; FREITAS, C. G. D.; DELPHINO, M. K.; PIMENTEL, C. M. Causas de condenação de carcaças de aves em abatedouros localizados no Estado de Goiás, Brasil. **Ciência Rural**, v. 38, n. 9, p. 2587-2592, 2008.

SANTOS, M. M. Resistência antimicrobiana em cepas bacterianas isoladas de celulite aviária. 66f. **Dissertação** (Mestrado em Saúde Animal), Universidade de Brasília, 2012.

SCHMDT, G. S.; FIQUEIREDO, E. A. P. Abate, processamento e embalagens de aves alternativas. Folhetos. Embrapa Suínos e Aves, 2002. Disponível em: <https://www.embrapa.br/suinos-e-aves/busca-de-publicacoes/-/publicacao/435993/abate-processamento-e-embalagem-de-aves-alternativas>. Acessado em 04 Maio 2015.

SESTERHENN, R.; FERREIRA, T. Z.; KINDLEIN, L.; MORAES, H. L. S. Impacto econômico de condenações *post mortem* de aves sob inspeção estadual no estado do Rio Grande do Sul. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 38, Florianópolis, 2011. **Anais...** Florianópolis: COMBRAVET, 2011. Disponível em: <http://www.sovergs.com.br/site/38conbravet/resumos/797.pdf>. Acessado em: 6 Maio 2015.

SHAHBAZI, M; FEIZI, A. Clinical investigation and some biochemical indices in broiler chickens with colibacillosis following treatment with florfenicol. **International Journal of Biology, Pharmacy and Allied Sciences**, v. 04, n. 03, p. 1458-1465, 2015.

SILVA, I. M. M.; BALIZA, M.; SANTOS, M. P.; REBOUÇAS, L. T.; ROCHA, É. V. S.; SANTOS, V. A.; SILVA, R. M.; EVÊNCIO-NETO, J. Presença de *Escherichia coli* em fígados de frangos provenientes de matadouros avícolas. **Revista Brasileira de Produção Animal**, v. 13, n. 3, p. 694-700, 2012.

SILVA, J. R. M.; MINHARRO, S.; SANTOS, H. D. Isolamento de *Escherichia coli* de lesões de sados aéreos de aves abatidas no Estado do Tocantins, Brasil. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 9, Palmas, 2013. **Anais...** Palmas: UFT, 2013. Disponível em: <http://eventos.uft.edu.br/index.php/sic/IX/paper/viewFile/431/124>. Acessado: 30 Jul 2015.

SILVA, V. D. A. Estudo sobre as principais causas de condenação total de carcaças de frango em um matadouro avícola do estado da Bahia sob inspeção federal. 70f. **Monografia** (Graduação em Medicina Veterinária), Universidade Federal da Bahia, Salvador, 2005.

SILVA, T. S. Abordagem crítica sobre o programa nacional de controle de resíduos e contaminantes em leite com ênfase em antibióticos. 46f.

Seminários aplicados (Pós graduação em Ciência Animal), Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2009.

SKYBERG, J. A.; HORNE, S. M.; GIDDINGS, C. W.; WOOLEY, R. E.; GIBBS, P. S. NOLAN, L. K. Characterizing Avian *Escherichia coli* isolates with Multiplex Polymerase Chain Reaction. **Avian Diseases**, v. 47, n. 4, p. 1441-1447, 2003.

SOARES, K.; MENDES, L.G; AMORIM, L. N.; NASCIMENTO, K.M; CUNHA, F.A; SOUSA, G.C; SANTOS, G.R; LIMA NETO, J. G.; MENEZES, E. A. Perfil de sensibilidade de cepas de *Escherichia coli* isoladas de alimentos comercializados na cidade de Fortaleza. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE QUÍMICA, 47, Fortaleza, 2007. **Anais...** Fortaleza: ABQ-RN, 2007. Disponível em: <http://www.abq.org.br/cbq/2007/trabalhos/13/13-107-174.htm>. Acessado: 17Set 2015.

STELLA, A. E.; VITOR, T. L.; GADELHA, D. F. B. G.; MOREIRA, C. N.; MEIRELLES-BARTOLI, R. B.; OLIVEIRA, A. F. *Escherichia coli* resistente a antimicrobianos isolada de bovinos e aves. **ArsVeterinaria**, v. 29, n. 4, p. 14, 2013.

TALEBIYAN, R.; KHERADMAND, M.; KHAMESIPOUR, F.; RABIEE-FARADONBEH, M. Multiple Antimicrobial Resistance of *Escherichia coli* Isolated from Chickens in Iran. **Veterinary Medicine International**, v. 2014 (2014). Disponível em : <http://www.hindawi.com/journals/vmi/2014/491418>. Acessado em: 17 Set. 2015.

TORTORA, G. J.; FUNKE, B. R.; CASE, C. L. **Microbiologia**. 5 ed. Porto Alegre: Atheneu, 2003. 822p.

TRABULSI, L. R.; ALTERTHUM, F. **Microbiologia**. 5 ed. São Paulo: Atheneu, 2008. 780p.

UBABEF. União Brasileira de Avicultura. **Relatório Anual 2014**. 55p.

Disponível em:

<http://www.ubabef.com.br/files/publicacoes/8ca705e70f0cb110ae3aed67d29c8842.pdf>. Acessado em: 15 Maio 2015.

VANDEKERCHOVE, D.; DE HERDT, P.; LAEVENS, H.; PASMANS, F. Risk factors associated with colibacillosis outbreaks in caged layer flocks. **Avian Pathology**, v. 33, n. 3, p. 337-342, 2004.

VIEIRA, T. B.; FRANCO, R. M.; MAGALHÃES, H.; PRAXEDES, C. I. S.; TORTELLY, R. Celulite em frangos de corte abatidos sob inspeção sanitária: aspectos anatomopatológicos associados ao isolamento de *Escherichia coli*. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 13, n. 3, p. 174-177, 2006.

ZANATTA, G. F.; KANASHIRO, A. M. I.; CASTRO, A. G. M.; CARDOSO, A. L. S. P.; TESSARI, E. N. C.; PULICI, S. C. P. Suscetibilidade de amostras de *Escherichia coli* de origem aviária a antimicrobianos. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 71, n. 3, p.283-286, 2004.

ZHONG, X.; SHI, Y.; CHEN, J.; XU, J.; WANG, L.; BEIER, R.C.; HOU, X.; LIU, F. Polyphenol Extracts from *Punica granatum* and *Terminalia chebula* are anti-inflammatory and increase the survival rate of chickens challenged with *Escherichia coli*. **Biological and Pharmaceutical Bulletin**. v. 37, n. 10, p. 1575-1582. 2014.

ARTIGO 1

A ser enviado para a revista

BRAZILIAN JOURNAL OF MICROBIOLOGY

1 **ISOLAMENTO E TESTE DE SUSCETIBILIDADE DE *Escherichia coli* EM**
2 **AMOSTRAS DE FÍGADO, PULMÃO E INTESTINO DE FRANGOS**
3 **CONDENADOS COM SEPTICEMIA, EM UM MATADOURO FRIGORÍFICO**
4 **SOB REGIME DE INSPEÇÃO ESTADUAL**

5
6 *ISOLATION AND SUSCEPTIBILITY TEST OF E. COLI IN LIVER, LUNG AND*
7 *INTESTINE SAMPLES FROM POULTRY CONDEMNED OF SEPTICEMIA, IN*
8 *A FRIDGE SLAUGHTERHOUSE UNDER STATE INSPECTION REGIME.*

9
10 RAFAEL MENDES PEREIRA¹; ANA KARINA DA SILVA CAVALCANTE²;

11 ROBSON BAHIA CERQUEIRA²

12 ¹ Aluno de Pós-Graduação do Programa de Mestrado Profissional em Defesa Agropecuária

13 ² Professor Adjunto do Centro de Ciências, Agrárias, Ambientais e Biológicas da Universidade
14 Federal do Recôncavo da Bahia

15
16 RESUMO - A *Escherichia coli* é responsável pela colibacilose aviária, doença
17 que pode cursar com celulite, doença respiratória crônica e septicemia,
18 resultando em grandes perdas econômicas no setor avícola. Este trabalho teve
19 como objetivo isolar *E. coli* de fígados, pulmões e intestinos provenientes de
20 frangos condenados por septicemia num matadouro de aves sob regime de
21 inspeção estadual na Bahia, além de avaliar o perfil de resistência
22 antimicrobiana de cepas de *E. coli* isoladas. Foi observado crescimento
23 bacteriano em todas as amostras de vísceras analisadas, sendo *E. coli* isolada
24 em 86,5% das carcaças (45/52). Do total de 156 amostras analisadas, 58,3%
25 mostraram-se positivas para *E. coli*, sendo o microrganismo encontrado em
26 57,7%, 55,8% e 61,5% das amostras de fígado, pulmão e intestino analisadas,
27 respectivamente. Foram isoladas 09 estirpes de *E. coli*, submetidas a teste de
28 suscetibilidade a 06 antibióticos. Nenhuma estirpe foi sensível a todos os
29 antimicrobianos testados, porém constatou-se um grande número de amostras

30 multirresistentes. A eritromicina foi o antimicrobiano que apresentou maior
31 resistência bacteriana (77,8%), seguido de sulfonamida e tetraciclina (55,6%).
32 Os outros antimicrobianos testados apresentaram atividade antibacteriana
33 moderada (44,4%). Constatou-se que os critérios de condenação utilizados
34 pelo SIE foram eficientes, descartando vísceras e carcaças com potencial risco
35 de transmissão de enfermidades, e que a resistência aos antimicrobianos
36 observada demonstra a real necessidade de um teste de susceptibilidade para
37 garantir a eficácia do produto a ser empregado no tratamento de uma possível
38 infecção.

39 Palavras chave: vísceras, frango de corte, inspeção sanitária, antibiograma.

40 ABSTRACT - *Escherichia coli* is responsible for colibacillosis avian disease that
41 can be associated with cellulitis, chronic respiratory disease and septicemia,
42 resulting in huge economic losses in the poultry industry. This study aimed to
43 isolate *E. coli* of livers, lungs and intestines from chickens condemned for
44 septicemia in a slaughterhouse poultry under state inspection regime in Bahia,
45 and to evaluate the antimicrobial resistance profile of *E. coli* isolated
46 strains. Was used by direct culture of the samples in selective media and
47 biochemical tests for identification. Bacterial growth was observed in all the
48 analyzed samples of viscera, being *E. coli* isolated in 86.5% of carcasses
49 (45/52). Of the total of 156 samples analyzed, 58.3% were positive for *E. coli*,
50 the microorganism being found in 57.7%, 55.8% and 61.5% of the liver, lung
51 and intestine samples, respectively. Were isolated 09 strains of *E. coli*,
52 submitted to susceptibility testing to 06 antibiotics. No strain was sensitive to all
53 antibiotics tested, but it was found a large number of multidrug-resistant
54 samples. The antibiotic erythromycin was presented the highest bacterial

55 resistance (77.8%), followed by sulfonamide and tetracycline (55.6%). The other
56 antimicrobials tested showed moderate antibacterial activity (44.4%). It was
57 found that the condemnation criteria used by the SIE were efficient, discarding
58 offal and carcasses with potential risk of transmission of diseases, and that
59 resistance to antimicrobials observed demonstrates the real need for
60 susceptibility testing to ensure the effectiveness of the product being used to
61 treat a possible infection.

62 Keywords: viscera, broiler, sanitary inspection, antibiogram.

63

64 INTRODUÇÃO

65 A contínua intensificação da produção no setor avícola propicia condições
66 favoráveis à ocorrência e disseminação de alguns patógenos, como a
67 *Escherichia coli* (*E. coli*), que pode provocar infecções graves nos animais e
68 nos homens (SILVA et al., 2012).

69 Esta bactéria faz parte da microbiota normal do trato gastrointestinal de
70 humanos e de animais, porém, cepas de *E. coli* patogênicas para aves (APEC)
71 são responsáveis por vários processos patológicos nestas (MELLATA et al.,
72 2003). Estima-se que entre 10% a 20% da microbiota intestinal das aves de
73 produção saudáveis pertençam a sorotipos potencialmente patogênicos de
74 APEC (FERREIRA; KNÖBL, 2009).

75 A bactéria pode afetar praticamente todos os órgãos das aves, causando
76 infecções intestinais e extraintestinais, manifestando-se com quadros de
77 peritonite, pneumonia, pleuropneumonia, aerossaculite, pericardite,
78 coligranuloma, doença respiratória crônica complicada (DRCC), onfalite,

79 salpingite, síndrome da cabeça inchada (SCI), osteomielite e ooforite(DZIVA;
80 STEVENS, 2008; SHAHBAZI; FEIZI, 2015).

81 Segundo Guastalli; Soares (2011), a contaminação fecal do ovo fértil é a
82 principal via de transmissão de *E. coli* patogênica para os pintinhos, em
83 decorrência da penetração da bactéria, pelos poros da casca, para o seu
84 interior. No entanto, a transmissão da colibacilose ocorre principalmente pela
85 via horizontal, através do contato da ave com outros pássaros, ou devido a
86 inalação de poeira e consumo de água ou alimento contaminados por fezes
87 (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER,1999; CORRÊA, 2012).

88 A infecção causada por *E. coli*, denominada colibacilose, é uma das
89 enfermidades mais importantes na avicultura, resultando em grandes perdas
90 econômicas devido a mortalidade, morbidade e suas consequências na cadeia
91 produtiva (VANDEKERCHOVE et al., 2004), incluindo gastos com tratamento
92 (ANDREATTI FILHO, 2006); diminuição da produtividade (RUSSEL, 2003) e
93 condenações parcial ou total de carcaças (DZIVA; STEVENS, 2008).

94 O tratamento da colibacilose depende principalmente da antibioticoterapia
95 (ANDREATTI FILHO, 2006). Entretanto, o uso indiscriminado de
96 antimicrobianos com objetivos terapêuticos, profiláticos e como promotores de
97 crescimento tem levado ao surgimento de cepas resistente a diversos fármacos
98 (KORB et al., 2014), sendo recomendável a realização de um teste de
99 susceptibilidade a antimicrobianos (TSA) antes da utilização do fármaco para
100 garantir a eficácia do produto a ser empregado (FERREIRA; KNÖBL, 2009).

101 No Brasil, são escassas na literatura as pesquisas que correlacionam as lesões
102 macroscópicas de origem infecciosa, que levaram à condenação de carcaças

103 em abatedouros, com a identificação do agente infeccioso presente no órgão
104 lesionado.

105 Sendo assim, este trabalho teve como objetivo investigar a presença de *E. coli*
106 de fígados, pulmões e intestinos provenientes de frangos condenados por
107 septicemia num matadouro de aves sob regime de inspeção estadual na Bahia,
108 além de avaliar o perfil de resistência antimicrobiana de cepas de *E. coli*
109 isoladas.

110

111 MATERIAL E MÉTODOS

112 OBTENÇÃO DAS AMOSTRAS

113 Em um matadouro frigorífico de aves e coelhos, sob regime de inspeção
114 estadual na Bahia, foram abatidos, entre os meses de abril e maio de 2015, um
115 total de 243 mil aves. Durante um período de 9 dias de abate, 52 carcaças de
116 frangos (*Gallus gallus*) foram condenadas na linha de inspeção por suspeita de
117 septicemia, das quais foram coletadas amostras de fígado, intestino e pulmão
118 visualmente com alterações macroscópicas.

119 As amostras retiradas foram acondicionadas em coletores plásticos estéreis
120 identificados e encaminhadas em caixa isotérmicas com gelo para o
121 Laboratório de Doenças Infecciosas (LDI) do Hospital Universitário de Medicina
122 Veterinária (HUMV) da UFRB (Universidade Federal do Recôncavo da Bahia),
123 sendo processadas no mesmo dia da coleta.

124

125 EXAME BACTERIOLÓGICO

126 No fluxo laminar, a fim de diminuir a contaminação externa, foram pesados 1g
127 (± 0.1) de fígado, intestino e pulmão de cada carcaça, numa balança analítica

128 de precisão (Shimadzu AUW320), em seguida os fragmentos foram
129 higienizados com solução fisiológica estéril (Farmax 0,9%) (Figura 3) e
130 macerados em placas de petri estéreis individualmente.

131 O macerado foi inoculado em 5 ml de caldo BHI (Infusão de Cérebro e Coração)
132 Himedia® por meio de uma alça de platina e o inóculo foi levado a estufa
133 bacteriológica, (Digital Timer Sterilifer) a 37°C. Após 24 horas o inóculo foi
134 semeado no meio Agar nutriente e levado à estufa bacteriológica, a 37°C, por
135 48 horas.

136 No fim desse período, foi feita a avaliação das características das colônias, tais
137 como: tamanho, coloração, contaminação, presença ou ausência de
138 crescimento misto e odor. Seguidamente foi realizado a coloração de Gram
139 para observação das características morfotintoriais e posterior escolha do meio
140 seletivo.

141 Foram utilizados dois meios de cultura: o EMB (Eosina Azul Metileno)
142 Himedia®, que é seletivo para bactérias Gram-negativas indicado para *E. coli*,
143 outro meio para Gram-negativa, e o Agar Baird Parker Himedia®, utilizado para
144 bactérias Gram-positivas com bom crescimento para estafilococos.
145 Posteriormente realizou nova coloração de Gram e seguiu-se para a realização
146 das provas bioquímicas: Catalase, Citrato, Esculina e Fenilalanina.

147

148 TESTE DE SUSCEENSIBILIDADE AOS ANTIMICROBIANOS

149 A partir das cepas de *E. coli* isoladas foram realizados os testes de
150 suscetibilidade aos antimicrobianos, baseado na metodologia proposta por
151 Bauer et al. (1966).

152 Inicialmente, as amostras foram cultivadas em meio sólido Müeller-Hinton e
153 incubadas a 37°C por 24 horas. Em seguida, pipetou-se 0,1mL na diluição de

154 1,0 x 10⁶ UFC/ml de cada caldo (de cada amostra) em placas de Agar Müller-
155 Hinton, espalhando-o de forma homogênea por toda a superfície da placa com
156 o auxílio de um suabe estéril.

157 Foram testadas seis drogas antimicrobianas (Biorad laboratories) utilizadas na
158 prática veterinária: Ampicilina (AMP 10mg), Trimetropim-Sulfametoxazol (SXT
159 25mg), Cefalexina CXN 30mg), Eritromicina (ERY15mg), Sulfonamidas (SSS
160 300mg) e Tetraciclina (TET 30mg).

161 Os discos contendo os antimicrobianos foram depositados na placa, de forma
162 equidistantes. Por fim, as placas foram incubadas a 37°C por 48h, realizando-
163 se a leitura, com o auxílio de uma régua, em 24h e após 48h.

164 Com o auxílio de uma tabela apropriada baseado no manual (CLSI, 2012), foi
165 determinado se o microrganismo em análise era sensível, intermediário ou
166 resistente ao antimicrobiano testado.

167 Todos os dados foram dispostos em uma planilha para análise e descrição dos
168 resultados.

169

170

RESULTADOS

171 Das 243.000 aves abatidas durante o período de estudo, apenas 52 (0,021%)
172 foram condenadas por suspeita de septicemia, sendo observado, após cultura,
173 crescimento bacteriano em todas as 156 amostras de vísceras analisadas.
174 Dentre as 52 carcaças, foi possível isolar e identificar *Escherichia coli* em 45
175 destas (86,5%) (Tabela 1).

176 Os resultados dos antibiogramas, para as cepas de *E. coli* oriundas das
177 amostras de fígados, pulmões e intestinos estão apresentados no Quadro 1.

178

179 Tabela 1 – Ocorrência de bactérias isoladas de vísceras oriundas de carcaças
 180 condenadas por septicemia, pelo Serviço de Inspeção Estadual em
 181 abatedouro do Estado da Bahia (2015).

Microrganismo	Fígado		Pulmão		Intestino	
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
<i>E. coli</i>	30	57,7	29	55,8	32	61,5
Outros	22	42,3	23	44,2	20	38,5

182
 183

Quadro 2 – Resistência aos antimicrobianos de isolados de *E. coli* provenientes de vísceras de carcaças de frangos de corte condenadas sob SIE no Estado da Bahia.

Antibiótico	Amostras								
	F (01)	F (02)	F (04)	F (08)	F (09)	F (12)	P (03)	P (10)	I (09)
Ampicilina	R	S	R	S	R	R	S	R	S
Cefalexina	R	I	R	S	R	R	I	R	S
Eritromicina	I	R	R	R	R	R	S	R	R
Sulfametoxazol- Trimetropim	R	S	S	R	R	R	S	R	S
Sulfonamidas	R	R	R	R	R	R	S	S	S
Tetraciclina	R	S	R	R	S	S	R	R	R

184
 185
 186

DISCUSSÃO

187 Com base nestes achados, pode-se constatar que a avaliação macroscópica
 188 das carcaças como critério de condenação utilizado na linha de inspeção
 189 corroborou com a avaliação microscópica, uma vez que todas as carcaças
 190 condenadas por suspeita de septicemia apresentaram algum tipo de
 191 contaminação bacteriana, principalmente por *E. coli*.

192 A pesquisa de *E. coli* e a investigação da presença de outros microrganismos
 193 em miúdos de frangos de corte em abatedouros é importante por fornecer
 194 informações sobre a qualidade sanitária das aves estudadas.

195 Do total de 156 amostras analisadas, 91 (58,3%) mostraram-se positivas para
 196 *E. coli*, sendo o microrganismo encontrado em 57,7%, 55,8% e 61,5% das

197 amostras de fígado, pulmão e intestino analisadas, respectivamente (Tabela 1).
198 Este achado se assemelha ao encontrado por Silva et al. (2012), que, ao
199 avaliarem 62 amostras de fígado colhidas aleatoriamente em dois matadouros
200 avícolas do Recôncavo Baiano, isolaram esta bactéria em 45,5% das amostras.

201 Porém, de forma diferente deste trabalho, o autor supracitado analisou
202 amostras de fígado com e sem alterações macroscópicas visíveis, identificando
203 *E. coli* em 60% das amostras considerados com aspecto macroscópico
204 inalterado, evidenciando que a inspeção visual dos fígados no matadouro
205 avícola muitas vezes não é suficiente para descartar carcaças contaminadas
206 por este microrganismo.

207 A presença de *E. coli* em fígados aparentemente sadios torna-se um fato
208 preocupante, já que a víscera pode vir a ser liberada para consumo e causar
209 doença no homem, uma vez que esta bactéria é capaz de resistir por longos
210 períodos em temperaturas de refrigeração (HIRSH; ZEE, 2003). Além disso,
211 existe o risco dos microrganismos contaminantes serem resistentes ou
212 portadores de genes que codificam resistência a antimicrobianos, podendo
213 haver o surgimento de resistência cruzada de *E. coli* aviária com patógenos
214 entéricos dos seres humanos (BARTON, 2000).

215 Barcelos (2005), ao pesquisar amostras de fígados de frango com alterações
216 macroscópicas, condenados na linha de inspeção de dois abatedouros do Rio
217 Grande do Sul, isolaram *E. coli* em 26,7% amostras analisadas, enquanto
218 Casagrande (2013) identificou esta bactéria em 17,8% das amostras de fígado
219 provenientes de carcaças condenadas totalmente por colibacilose em
220 estabelecimento sob SIF no mesmo Estado. Motta (2002) analisou 47 carcaças

221 condenadas por celulite em abatedouro comercial do Estado de São Paulo,
222 isolando *E. coli* em 31,9% das lesões, sendo que em 31,9% delas a bactéria
223 estava presente no fígado.

224 De acordo com Barcelos et al. (2006), a enterobactéria *E. coli* está intimamente
225 associada à casos de infecções sistêmicas com comprometimento hepático.
226 Carlton; Macgavin (1998) relataram que a infecção do fígado pode ser primária
227 ou fazer parte de um processo sistêmico, sendo o órgão frequentemente
228 envolvido nas infecções hematógenas, por receber tanto sangue arterial quanto
229 venoso do trato gastrintestinal.

230 Minharo et al. (2001) e Silva; Minharro; Santos (2013), ao examinarem sacos
231 aéreos de frango de corte condenados por aerossaculite em abatedouros sob
232 SIF no Estado de Goiás e do Tocantins, isolaram *E. coli*, respectivamente, em
233 80,6% e 61,7% das amostras avaliadas.

234 Na região de São José do Vale do Rio Preto- RJ, a partir de suabes da traqueia
235 e de sacos aéreos de 120 frangos de corte necropsiados, Gonçalves (2005)
236 isolou *E. coli* em 98,3% das amostras avaliadas, sendo que, antes do estudo,
237 apenas 51,7% das aves apresentavam problemas respiratórios.

238 Conforme Dho-Moulin; Fairbrother (1999), *E. coli* pode ser facilmente isolada
239 do trato respiratório superior das aves, sendo esta a principal porta de entrada
240 da infecção por APEC, ocorrendo inicialmente a colonização da traqueia com
241 posterior invasão dos sacos aéreos e demais órgãos.

242 Entretanto, segundo Barnes et al. (2008), apesar de incomum em frangos, a
243 infecção por *E. coli* patogênica também pode ter origem intestinal, atingindo
244 baço e fígado antes de se disseminar pelo organismo.

245 Leitner; Heller (1992) relataram que a existência de fatores estressantes no
246 galpão podem ser determinantes na passagem de APEC do intestino para a
247 corrente sanguínea das aves.

248 De acordo com Motta (2002), a presença de *E. coli* nas vísceras das aves
249 evidencia a disseminação sistêmica do microrganismo, além de mostrar a
250 possibilidade da ocorrência de infecção por outras bactérias.

251 No que se refere aos testes de suscetibilidade à antimicrobianos, nenhuma das
252 estirpes de *E. coli* foi sensível ou resistente a todos os antimicrobianos
253 testados. Entretanto, cinco estirpes (55,5%) mostraram resistência a três ou
254 mais antimicrobianos, sendo que quatro estirpes de *E. coli* (44,5%) foram
255 resistentes à cinco dos antimicrobianos testados.

256 A multirresistência também foi observada por Barros et al. (2012) e Guastalli
257 (2010), cujos resultados foram de 94,2% e 94,4% dos isolados de *E. coli*,
258 respectivamente, resistentes a três ou mais antimicrobianos pertencentes a
259 diferentes classes de antibióticos.

260 No presente estudo, a eritromicina foi o antimicrobiano que apresentou maior
261 atividade antibacteriana (77,8%). Achados semelhantes em relação à este
262 macrolídeo foram relatados anteriormente por Guastalli (2010), Santos (2012),
263 Gonçalves et al. (2012) e Stella et al. (2013), que observaram um percentual de
264 resistência entre 95,6% a 100%.

265 Para a sulfonamida e a tetraciclina, foram observadas 55,6% das estirpes de *E.*
266 *coli* resistentes. Resultados próximos foram achados por Gonçalves; Andreatti
267 Filho (2010), que relataram, para amostras de *E. coli* oriundas de aves com
268 suspeita de colibacilose, 66,7% de resistência à sulfonamida. Valor mais

269 elevado foi relatado por Alcântara (2011), que encontrou 90,9% das cepas de
270 *E. coli* isoladas de celulite aviária resistentes a este antibiótico.

271 Conforme Gonçalves; Andreatti Filho (2010), o alto índice de resistência à
272 sulfonamida observado pode ser atribuído à sua utilização em larga escala no
273 controle e erradicação de diversos agentes patogênicos, como coccídeos,
274 induzindo à resistência cruzada com outros patógenos entéricos das aves.

275 Os outros antimicrobianos testados no presente trabalho apresentaram
276 atividade antibacteriana moderada (44,4%). Com relação à cefalexina, o
277 resultado foi próximo ao do estudo realizado por Zanatta et al. (2004), que
278 encontraram resistência à esta cefalosporina em 54,6% das amostras de *E. coli*
279 isoladas de aves comerciais.

280 Em estudo semelhante, Cardoso et al. (2014) evidenciaram alta resistência ao
281 antibiótico (91,1%), que também encontraram altas taxas de resistência a
282 estreptomicina (95,6%) e a doxiciclina (93,3%).

283 Santos (2012) avaliou a resistência de cepas de *E. coli* provenientes de lesões
284 de celulite aviária e verificaram alta percentagem de resistência a ampicilina
285 (81,81%) e a tetraciclina (90,9%).

286 Guastalli (2010), em amostras de *E. coli* isoladas de pintinhos de reposição de
287 postura, também observou altas taxas de resistência a estes antibióticos,
288 81,1% e 80%, respectivamente.

289 Achados mais condizentes com o presente estudo foram relatados por
290 Zanatta et al. (2004), que encontrou 58% de resistência para ampicilina, e por
291 Gonçalves; Andreatti Filho (2010), que relataram 48% de resistência para
292 tetraciclina.

293 Quanto à análise de resistência frente ao sulfametoxazol/trimetropim, resultado
294 um pouco inferior ao do presente estudo (41,7%) foi citado por Gonçalves et al.
295 (2012) ao avaliar isolados de *E. coli* em frangos de corte na idade de abate,
296 enquanto que Cardoso et al. (2014) encontrou 66,7% de resistência para esta
297 combinação de antibióticos.

298 De acordo com Kanget al. (2005), a resistência da *E. coli* comensal à maioria
299 dos agentes antimicrobianos utilizados, como as tetraciclinas, sulfametoxazole
300 e ampicilina é bastante conhecida, fato evidenciado no presente estudo.

301 Segundo Cardoso et al. (2014), isto é devido ao uso abusivo e indevido destas
302 substâncias como aditivos alimentares, conservantes ou promotores de
303 crescimento para animais antes do ano de 1998, quando não havia
304 regulamentação para controlar o uso destas substâncias para estes fins.

305 Conforme Gonçalves; Andreatti Filho (2010), a alta resistência à tetraciclina
306 evidenciada em diversos estudos também pode ser explicada devido ao seu
307 baixo custo e facilidade de obtenção, fato que popularizou a sua utilização.

308

309 CONCLUSÕES

310 Foi possível observar isolar e identificar colônias *E. coli* de amostras de
311 vísceras de frangos condenados por septicemia, num matadouro frigorífico de
312 aves sob regime de inspeção estadual na Bahia.

313 As características macroscópicas das vísceras condenadas foram indicativas
314 confiáveis de infecção por *E. coli*, pois esta estava presente em 86,5% das
315 amostras condenadas por septicemia.

316 O teste de antibiograma das colônias isoladas evidenciou elevadas taxas de
317 resistência e de multirresistência aos antimicrobianos testados, reforçando a

318 necessidade do uso correto desses fármacos, em criações de aves comerciais,
319 a fim de evitar maiores transtornos no controle e combate à colibacilose e
320 outras enfermidades causadas por bactérias.

321 Frente a presente investigação realizada e elevadas taxas de resistência e de
322 multirresistências encontradas por essas bactérias nas vísceras dos frangos
323 condenadas. Vale destacar a importância e a necessidade de mais pesquisar
324 no que diz respeito ao uso de antibiótico no campo e o seus resíduos nas
325 carcaças e miúdos de frangos abatidos e seus impactos na saúde pública.

326 A alta taxa de resistência de *E. coli* observada neste e em outros estudos
327 evidenciam a importância da realização de um teste de sensibilidade aos
328 antimicrobianos em criações de frango de corte para garantir sua efetividade no
329 tratamento das infecções.

330

331 REFERÊNCIAS

332 Alcântara ACM (2011). Realização de antibiograma e detecção de genes de
333 resistência pela reação em cadeia da polimerase (PCR) em cepas de
334 *Escherichia coli* isoladas de celulite aviária, coletadas de abatedouros
335 frigoríficos do Distrito federal. Brasília, Brasil, 61p. (Bel. Monography.
336 Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária. UFB).

337 Andreatti Filho RI (2006). Saúde aviária e doenças. São Paulo, Roca.

338 Barcelos ADS, Flôres ML, Kommers GD, Nascimento VPD, Segabinazi SD,
339 Antoniazzi T, Bassan JDL (2006). Macroscopia, histopatologia e bacteriologia
340 de fígados de frangos (*Gallus gallus*) condenados no abate. Ciênc Rural, 36
341 (2):561-567.

342 Barcelos AS (2005). Avaliação macroscópica, histopatológica e bacteriológica
343 de fígados de frangos (*Gallusgallus*) condenados no abate pela inspeção
344 sanitária. Santa Maria, Brasil, 83p. (M.Sc. Dissertation. Programa de Pós
345 Graduação em Medicina Veterinária. UFSM).

346 Barnes HJ, Nolan LK, Vaillancourt JP (2008). Colibacillosis. In: Saif,
347 YM, FadlyAM, GlissonJR. Diseases of poultry. Iowa State University Press, Iowa,
348 631-656.

- 349 Barros MR, Silveira W, Araújo JM, Costa EP, Oliveira AADF, Santos AP, Mota
350 RA (2012). Resistência antimicrobiana e perfil plasmidial de *Escherichia coli*
351 isolada de frangos de corte e poedeiras comerciais no Estado de
352 Pernambuco. *Pesqui Vet Bras*, 32 (5):405-410.
- 353 Barton, MD (2000). Antibiotic use in animal feed and its impact on human
354 health. *Nut Res Rev*, 13 (02):279-299.
- 355 Bauer AW, KirbWMM, ScherrisJC, TurckM (1966). Antibiotic susceptibility
356 testing by standardized single disk method. *AmJClinPathol*, 45 (4):493-496.
- 357 Boni HFK. Ocorrência de *Salmonella* spp. na cadeia avícola da região central
358 de Mato Grosso do Sul. Campo Grande, Brasil, 53p. (M.Sc. Dissertation.
359 Programa de Mestrado em Ciência Animal. UFMS).
- 360 Cardoso ALSP, Kanashiro AMI, Stoppa GFZ, Castro AGM, Luciano RL, Tessari
361 ENC (2014). Resistência antimicrobiana de *Escherichia coli* isolada de aves
362 comerciais nos estados de São Paulo e de Goiás, Brasil. Available at: h.
363 Accessed 10 Jul 2015.
- 364 Carlton WW, Mcgavin MD (1998). Patologia veterinária especial de
365 Thomson. Artmed, Porto Alegre.
- 366 Casagrande RA (2013). Caracterização anatomopatológica, imuno-
367 histoquímica e molecular de doenças infecciosas em aves de produção e
368 ornamentais. Porto Alegre, Brasil, 86p. (Dr. Thesis. Programa de Pós
369 Graduação em Ciências Veterinárias. UFRS).
- 370 CLSI. Clinical Laboratory Standard Institute (2012). Performance Standards for
371 Antimicrobial Susceptibility Testing; Twenty-
372 Second Informational Supplement. Document M100-S22, 23 (3).
- 373 Corrêa, IMO (2012). Enterobactérias e fatores de virulência em cepas de
374 *Escherichia coli* isoladas de psitacídeos. Santa Maria, Brasil. 56p. (M.Sc.
375 Dissertation. Programa de Pós Graduação em Medicina Veterinária. UFSM).
- 376 Dho-Moulin M, Fairbrother JM. Avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC)
377 (1999). *Vet Res*, 30 (2-3): 299-316.
- 378 Dziva F, Stevens MP. Colibacillosis in poultry: unravelling the molecular basis of
379 virulence of avian pathogenic *Escherichia coli* in their natural hosts. *Avian*
380 *Pathol*, 37 (4):355-366.
- 381 Ferreira AJP, Knöbl T. Colibacilose aviária (209). In: Berchieri Junior, A., Macari,
382 M. Doenças das aves. Fundação Apinco, Campinas, 457-471.
- 383 Gonçalves GAM, Andreatti Filho RL. Susceptibilidade antimicrobiana de
384 amostras de *Escherichia coli* isoladas de frango industrial (*Gallus gallus*
385 *domesticus* - Linnaeus, 1758) com colibacilose (2010). *Arq Inst Biol*, 77 (4):715-
386 718.

- 387 Gonçalves PMR, Pereira VLA, Silva RCF, Oliveira LAT, Nascimento ER (2012).
388 Perfil de resistência antimicrobiana de isolados de *Escherichiacolipositiva* para
389 gene *ISS* em frangos de corte na idade de abate. Available at:
390 <http://www.conhecer.org.br/enciclop/2012b/ciencias%20agrarias/perfil%20de%20resistencia.pdf>. Accessed 10 Jul 2015.
391
- 392 Guastalli EAL (2010). Estudo dos fatores de virulência, sorogrupos,
393 patogenicidade e susceptibilidade antimicrobiana das cepas de *Escherichia coli*
394 isoladas de pintainhas de reposição de postura. Jaboticabal, Brasil, 84p. (M.
395 Sc. Dissertation. Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. UEP).
- 396 Guastalli EAL, Soares NM (2011). Colibacilose aviária. 2011. Available at:
397 http://www.biologico.sp.gov.br/artigos_ok.php?id_artigo=150. Accessed 06 Maio
398 2015.
- 399 Kang HY, Jeong YS, Oh JY, Tae SH, Choi CH, Lua DC, Lee JC (2005).
400 Characterization of antimicrobial resistance and class 1 integrons found in
401 *Escherichia coli* isolates from humans and animals in Korea. J Antimicrob
402 Chemother, 55 (5):639-644.
- 403 Korb A. Resistência aos antimicrobianos de *Escherichia coli* isoladas de
404 frangos da região metropolitana de Curitiba e identificação de riscos à saúde
405 humana. Curitiba, Brasil. 84p. (Dr. Thesis. Programa de Pós Graduação em
406 Meio Ambiente e Desenvolvimento. UFP).
- 407 Leitner G, Heller ED. Colonization of *Escherichia coli* in young turkeys and
408 chickens (1992). Avian dis, 36 (2):211-220.
- 409 Mellata M, Dho-Moulin M, DozoisCM, Curtiss IIR, Brown PK, Arné P, Brée A,
410 Desautels C, Fairbrother JM. Role of virulence factors resistance of avian
411 pathogenic *Escherichia coli* to serum and pathogenicity (2003). Infect Immun,
412 71 (1):536-540.
- 413 Minharro S, Linhares GFCL, Andrade MA, Rocha PT, Santana AP (2001).
414 Envolvimento se *Escherichia coli*, de *Mycoplasma Gallisepticum* e de
415 *Mycoplasma synoviae* em lesões de sacos aéreos em frangos abatidos no
416 estado de Goiás. Ciênc Anim Bras, 2(2):111-117.
- 417 Motta MP (2002). Celulite aviária: estudo do problema em um abatedouro
418 comercial. Campinas, Brasil, 75p. (M. Sc. Dissertation. Departamento de
419 Tecnologia de Alimentos. UNICAMP).
- 420 Oliveira AP (2012). *Salmonella* sp. em frango e ambiente de abate. Goiânia,
421 Brasil, 63p. (M. Sc. Programa de Pós Graduação em Ciência Animal. UFG).
- 422 Oliveira AP, Rezende CSM, Andrade MA, Castro AM, Teles MML (2011).
423 *Salmonella* sp. em carne, miúdos de aves e no ambiente de abate de
424 agroindústrias goianas. VIII Congresso de Ensino, Pesquisa e Extensão da
425 Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO. Available at:
426 [http://www.sbpcnet.org.br/livro/63ra/conpeex/mestrado/trabalhos-](http://www.sbpcnet.org.br/livro/63ra/conpeex/mestrado/trabalhos-mestrado/mestrado-aline-pedrosa.pdf)
427 [mestrado/mestrado-aline-pedrosa.pdf](http://www.sbpcnet.org.br/livro/63ra/conpeex/mestrado/trabalhos-mestrado/mestrado-aline-pedrosa.pdf). Accessed 05 Jul 2015.

- 428 Ravagnani LK, Agostins RO, Otutumi LK, Lima ET, Fernandes JIM, Martins LA
429 (2012). Pesquisa de *Salmonella* spp. em frangos de corte criados em galpões
430 climatizados de uma integração na região Oeste do Paraná. *Semin Ciênc*
431 *Agrár*, 33 (6):2327-2336.
- 432 Rezende CSM, Andrade MA, Mesquita AJD, Coelho KO, Minafra CS, Arruda
433 MLT, Lage ME (2008). *Salmonella* sp. em corações e fígados normais e
434 condenados de frangos de corte abatidos no estado de Goiás e identificação da
435 suscetibilidade a antimicrobianos. *Rev Inst Adolfo Lutz*, 67 (2):142-147.
- 436 Russel SM (2003). The effect of airsacculitis on bird weights, uniformity, fecal
437 contamination, processing errors, and populations of *Campylobacter* spp. and
438 *Escherichia coli*. *Poult Sci*, 82 (8):1326-1331.
- 439 Santos MM (2012). Resistência antimicrobiana em cepas bacterianas isoladas
440 de celulite aviária. Brasília, Brasil, 66p. Dissertação (M. Sc. Dissertation,
441 Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária. UFB).
- 442 Shahbazi M, Feizi A (2015). Clinical investigation and some biochemical indices
443 in broiler chickens with colibacillosis following treatment with florfenicol. *Int J*
444 *Biol Pharm Al S*, 04 (03):1458-1465.
- 445 Silva IMM, Baliza M, Santos MP, Rebouças LT, Rocha ÉVS, Santos VA, Silva
446 RM, Evêncio-Neto J (2012). Presença de *Escherichia coli* em fígados de
447 frangos provenientes de matadouros avícolas. *Rev Bras Prod Anim*, 13 (3):
448 694-700.
- 449 Silva JRM, Minharro S, Santos HD (2013). Isolamento de *Escherichia coli* de
450 lesões de sados aéreos de aves abatidas no Estado do Tocantins, Brasil. IX
451 Seminário de Iniciação Científica, Palmas, TO. Available at:
452 <http://eventos.uft.edu.br/index.php/sic/IX/paper/viewFile/431/124>. Acesses30
453 Jul 2015.
- 454 Spinosa HS, Gorniak SL, Bernardi MM (2006). *Farmacologia aplicada*
455 *amedicina veterinária*. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro.
- 456 Stella AE, Vitor TL, Gadelha DFBG, Moreira CN, Meirelles-Bartoli RB, Oliveira
457 AF (2013). *Escherichia coli* resistente a antimicrobianos isolada de bovinos e
458 aves. *Ars Vet*, 29 (4):14.
- 459 Trabulsi LR, Alterthum F (2008). *Microbiologia*. Atheneu, São Paulo.
- 460 Vandekerchove D, Herdt, P, Laevens H, Pasmans F (2004). Risk factors
461 associated with colibacillosis outbreaks in caged layer flocks. *Avian Pathol*, 33
462 (3):337-342.
- 463 Zanatta GF, Kanashiro AMI, Castro AGM, Cardoso ALSP, Tessari ENC, Pulici
464 SCP (2004). Suscetibilidade de amostras de *Escherichia coli* de origem aviária
465 a antimicrobianos. *Arq Inst Biol*, 71 (3):283-28.

