



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA

CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS

CURSO DE BACHARELADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Monitoramento de Salmonelose em aves de produção, utilizando o método de soroaglutinação rápida em placa

LUÃ LE CARRÉ MELO LIMA

Areia, 2017



UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE BACHARELADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Monitoramento de Salmonelose em aves de produção, utilizando o método de soroaglutinação rápida em placas

LUÃ LE CARRÉ MELO LIMA

**Trabalho de conclusão de curso
apresentado como requisito parcial para a
obtenção do título de Bacharel em
Medicina Veterinária pela Universidade
Federal da Paraíba, sob a orientação da
Prof. Dr. Alexandre José Alves**

Areia, 2017

Ficha Catalográfica Elaborada na Seção de Processos Técnicos da
Biblioteca Setorial do CCA, UFPB, Campus II, Areia – PB.

L732m Lima, Luã Le Carré Melo.

Monitoramento de salmonelose em aves de produção, utilizando o método de soroaglutinação rápida em placas / Luã Le Carré Melo Lima. - Areia: UFPB/CCA, 2017.

29 f.

Trabalho de conclusão de curso (Graduação em Medicina Veterinária) - Centro de Ciências Agrárias. Universidade Federal da Paraíba, Areia, 2017.

Bibliografia.

Orientador(a): Prof. Dr. Alexandre José Alves.

1. Aves domésticas - Galinhas. 2. *Salmonella Pullorum*. 3. *Salmonella Gallinarum*.
4. Galinhas poedeiras – Salmonela. I. Alves, Alexandre José (Orientador) II. Título.

UFPB/CCA

CDU:636.52/.58.09(813.3)

UNIVERSIDADE FEDERAL DA PARAÍBA
CURSO DE GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA

FOLHA DE APROVAÇÃO

Luã Le Carré Melo Lima

Monitoramento de Salmonelose aves de produção, utilizando o método de soroaglutinação rápida em placas

Trabalho de conclusão de curso apresentado como requisito para obtenção do título de Bacharel em **Medicina Veterinária**, pela Universidade Federal da Paraíba.

Aprovado em:

Nota:

Banca Examinadora

Prof. Dr.º Alexandre José Alves- UFPB

Prof. Dr.º Inácio José Clementino– UFPB

M. Sc. Guilherme Souza Lima– UFPB

DEDICATÓRIA

Dedico esse trabalho a meus pais Severino e Joselma e meu irmão Rayff e familiares, que com carinho e apoio sempre me incentivaram para que eu concluísse essa etapa da minha vida.

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador Prof. Dr. Alexandre José Alves pela paciência na orientação incentivo e confiança sempre presentes, que tornaram possível a conclusão desta monografia.

Aos professores que fizeram parte da minha formação durante a vida.

Aos professores que me auxiliaram no desenvolvimento desta monografia Prof. Dr. Inácio José Clementino e Prof. Dr. Oliveira Caetano de Freitas Neto, bem como os colegas Lilian, Humberto, Breno, Hugo, Amanda, em especial a Ivan pela sua presença constante e ajuda essencial em todas as atividades.

Agradeço ao Prof. Dr. Fernando Guilherme Perazzo Costa e colegas Zootecnistas do Grupo de Estudos em Tecnologias Avícolas (GETA), por disponibilizar as aves, pela atenção, amizade e ensinamento.

Especialmente as poucas mas sinceras amizades cultivadas nesses anos na universidade entre professores, colegas e funcionários, na cidade Seu Dí e família, Beto, Seu Luiz meus vizinhos Jadson, Seu Gilberto e família e companheiros de pescarias.

LISTA DE TABELAS

		Página
Tabela 1	Resultados do teste de soroglutinação rápida para <i>Salmonella Pullorum</i> e <i>Salmonella Gallinarium</i> em aves do criatório didático produtivo do CCA/UFPB.	20

LISTA DE ABREVIATURAS

ABPA: Associação Brasileira de Proteína Animal

MAPA: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento

PNSA: Plano Nacional de Sanidade Avícola

CCA: Centro de Ciências Agrárias

PB: Estado da Paraíba

SAR: Soro Aglutinação Rápida

ELISA: Ensaio de Imunoabsorção Enzimática

I.N.: Instrução Normativa

RESUMO

LIMA, LUÃ LE CARRÉ MELO. Monitoramento de Salmonelose em aves de produção, utilizando o método de soroaglutinação rápida em placas. Areia, UFPB. 2017 28p. (Trabalho de Conclusão de curso em Medicina).

Avaliou-se a frequência de *Salmonella Pullorum* e *Salmonella Gallinarum* em 150 galinhas poedeiras pertencentes as linhagens Hy Line (110 aves) e Dekalb brown (40 aves) e de 150 frangos de corte (linhagem Cobb) alojadas no setor de Avicultura do Departamento de Zootecnia, da Universidade Federal da Paraíba – CCA – Areia – PB. Como método de triagem sorológica foi utilizado o teste de Soroaglutinação Rápida (SAR). Das 150 amostras sorológicas provenientes de galinhas poedeiras nenhuma apresentou sorologia positiva ao teste. De 150 amostras sorológicas colhidas de frangos de corte apenas 2 foram soropositivas resultando em uma frequência de 1,33% relativo aos frangos e 0,66% de frequência em relação ao total de animais analisados.

Palavras-chave: *Salmonella Pullorum*, *Salmonella Gallinarum*, Frequência, Poedeiras.

ABSTRACT

LIMA, LUÃ LE CARRÉ MELO. Monitoring of salmonellosis in broilers using the rapid plate agglutination method. Areia, UFPB. 2017 28p. (Work of Completion of course in Medicine).

The frequency of was evaluated *Salmonella Pullorum* and *Salmonella Gallinarum* in 150 laying hens belonging to Hy Line (110 birds) and Dekalb brown (40 birds) and 150 broilers (Cobb line) housed in the poultry sector of the Department of Animal Science, Federal University of Paraíba - CCA - Areia - PB. As a serological screening method, the rapid serum agglutination test (SAR) was used. Of the 150 serological samples from laying hens none of them presented positive serology to the test. Of the 150 serological samples collected from broilers only 2 were seropositive, resulting in a frequency of 1.33% relative to broilers and 0.66% of frequency in relation to the total of animals analyzed.

Key words: *Salmonella Pullorum*, *Salmonella Gallinarum*, Frequency, Layers.

SUMÁRIO

	Página
1. INTRODUÇÃO	11
2. REVISÃO DE LITERATURA	13
2.1. Salmonelose	13
2.2. Salmonelose por Salmonella Pullorum	15
2.3. Salmonelose por Salmonella Gallinarum	17
2.2. Legislação sanitária brasileira	18
3. OBJETIVOS	20
4. MATERIAL E MÉTODOS	21
4.1. Animais e área de estudo	21
4.2. Coleta sanguínea	21
4.3. Soroaglutinação Rápida para detecção de anticorpos	21
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	23
6. CONCLUSÕES	26
7. REFERÊNCIAS	27

1. Introdução:

De acordo com a Associação Brasileira de Proteína Animal (ABPA) a produção brasileira de carne de frango no ano de 2015 foi de 13,1 milhões de toneladas, tornando-se o maior exportador e 2º maior produtor mundial, ficando atrás somente dos Estados Unidos; em relação à produção de ovos, naquele mesmo ano, foram produzidos 39,5 bilhões de unidades (ABPA, 2016). Esses resultados são consequências de décadas de aperfeiçoamento genético e nutricional, gerando animais de altas performances zootécnicas, aliado a eficientes manejos sanitários regulamentados no Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA), que compreende, dentre outros aspectos, a padronização de medidas de biossegurança e monitoramento da sanidade dos plantéis avícolas criados em todo território nacional.

O reconhecimento e manutenção de um estabelecimento como status sanitário livre de doenças abrangidas pelo Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA) é uma tarefa árdua e contínua envolvendo elevados investimentos em estrutura física, pessoal qualificado e monitoramento laboratorial. Sua manutenção envolve medidas de biossegurança impedindo a entrada de patógenos, porém, caso ocorra, o surto deve ser energeticamente identificado e adequadamente combatido.

Infecções causadas por algumas bactérias do gênero *Salmonella* causam importantes perdas produtivas na avicultura comercial, recebendo respectiva legislação pelo PNSA para seu controle e erradicação. A instrução normativa nº 78/2003 do MAPA preconiza o monitoramento dos plantéis de reprodução para a certificação de núcleos e granjas avícolas como livres de *Salmonella enterica Gallinarum* e de *Salmonella enterica Pullorum* e livres ou controlados para *Salmonella enterica Enteritidis* e *Salmonella enterica Typhimurium* em todo o território nacional (BRASIL, 78/2003a).

Contudo a legislação não abrange o mesmo controle para estabelecimentos de aves de corte e poedeiras, resguardando apenas os plantéis reprodutores. Entretanto, o monitoramento destas enfermidades em plantéis de aves poedeiras e de corte deve ser uma conduta adotada por criatórios no intuito de se ter um panorama mais claro possível das condições sanitárias do criatório.

As bactérias do gênero *Salmonella* de acordo com seu sorotipo podem causar em aves a pulorose (*Salmonella Pullorum*), o tifo aviário (*Salmonella Gallinarium*) e o paratifo aviário (*Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*), dentre essas enfermidades o paratifo aviário se destaca, além de causar elevada mortalidade de pintainhas nos incubatórios e quadros de enterite nas aves, se trata de uma zoonose e tem sido uma das principais causas de pandemias mundial, devido a sua complexa epidemiologia, a existência de poedeiras portadoras assintomáticas e a resistência do agente etiológico ao ambiente.

O teste de Soroaglutinação Rápida (SAR) que pode utilizar sangue total ou soro é um teste de campo rápido e eficaz na identificação de planteis infectados por *S. Pullorum* e *S. Gallinarum*.

4. Revisão de Literatura:

4.1 Salmonelose:

As salmonelas são bactérias pertencente à família Enterobacteriaceae o gênero *Salmonella* é composto por são bacilos não esporulados, em sua maioria flagelados, exceto os sorotipos *Salmonella Pullorum* e *Salmonella Gallinarum* e outros poucos que são imóveis, fermentadores de glicose e descarboxilizam aminoácidos. São gram negativos, aeróbios ou anaeróbios facultativos, não suportam temperaturas de 55°C por 1h e 60°C durante 15 a 20 min. A distinção entre *S. Pullorum* e *S. Gallinarum* também pode ser realizada por reações químicas. A *S. Gallinarum* se diferencia fermentando o dulcitol e não descarboxiliza a ornitina. São bactérias amplamente diversificadas nos aspectos epidemiológicos e patológicos, com cerca de 2500 sorotipos conhecidos, porém apenas cerca de 90 são causadores de enfermidades em animais e humanos. Dentre as enfermidades de interesse na avicultura destacam-se a pulorose (*Salmonella Pullorum*), o tifo aviário (*Salmonella Gallinarum*) e o paratifo aviário (*Salmonella Enteritidis*, *Salmonella Typhimurium*, entre outros). (BERCHIERI JÚNIOR & OLIVEIRA, 2006a).

As salmonelas *Pullorum* e *Gallinarum* acometem principalmente pintainhas, perus jovens e aves adultos, respectivamente. Embora não cause grande lesão entérica, uma severa alteração sistêmica, causa elevada mortalidade. As sobreviventes se tornarão portadoras, eliminando a bactéria no ambiente pelas fezes ou transovariana. O paratifo aviário é causado por qualquer outra salmonela que não seja *S. Pullorum* e *S. Gallinarum*, tendo como agente etiológicos mais comuns a *S. Enteritidis* e *S. Typhimurium*, causando gastroenterite em animais e humanos. Atualmente é considerada como um grave problema de saúde pública no mundo inteiro (BERCHIERI JÚNIOR & FREITAS NETO, 2009).

O diagnóstico definitivo da *S. Pullorum* e *S. Gallinarum* requer identificação e isolamento do agente; associado com anamnese, achados clínicos e anatomopatológicos. Para a identificação dos lotes acometidos por salmonela há mais de meio século é utilizado o Teste de Soroaglutinação Rápida em Placa (SAR), adotado por sua praticidade é realizado com antígeno corado e sangue total, pode apresentar respostas falso-positivas ou positivas a outras salmonelas do mesmo grupo da *S. Pullorum* e *S. Gallinarum*. Entretanto para diferenciar aves soro reagentes de *S. Pullorum* e *S.*

Gallinarum daquelas infectadas por *S. Enteritidis* e *S. Typhimurium* utiliza-se como antígeno detector no ELISA a proteína solúvel de *S. Gallinarum* (BERCHIERI JÚNIOR & OLIVEIRA, 2006ab).

Apesar da transmissão da salmonela ocorrer por várias vias, principalmente a transovariana, exceto pela *S. Gallinarum* ao qual a infecção vertical ainda não foi comprovada, contudo via oral é a mais comum, devido à contaminação da ração, canibalismo, cama contaminada, entre outros, a bactéria ao chegar no epitélio intestinal provoca a ruptura das microvilosidades na superfície apical provocando a endocitose e migrando através das células. Durante a infecção as salmonelas são fagocitadas por macrófagos e fagócitos alojando-se no interior de vacúolos e multiplicam-se, com isso impossibilitando a ação da resposta imune humoral que só surtirá efeito após a liberação das salmonelas ao meio extracelular. Devido a isso é notável que a imunidade celular, representada pelos linfócitos T citotóxicos é mais eficaz na destruição de células infectadas. As linhagens leves são mais resistentes á *S. Pullorum* e *S. Gallinarum* isso deve-se a capacidade de albergar a bactéria e controlar sua proliferação no organismo, seus macrófagos têm maior capacidade de produzir enzimas capazes de eliminar a bactéria no fagossomo, além de uma rápida resposta ás citocinas pró-inflamatórias (BERCHIERI JÚNIOR & FREITAS NETO, 2009).

Apesar das matérias-primas de origem animal estarem frequentemente relacionadas ao aumento no risco de contaminação por salmonela, como as farinhas de penas e vísceras, contaminação cruzada entre vísceras cruas e vísceras cozidas ou a contaminação entre áreas sujas e limpas, atualmente sabe-se que os ingredientes de origem vegetal (milho, soja, sorgo, farelo de arroz, farelo de algodão) podem, também, serem responsáveis. (JONES & RICHARDSON, 2004).

O controle de *Salmonella* também inclui medidas para fornecer apenas água livre do patógeno. Higiene da água potável é muito importante como parte de um programa total de biossegurança nas explorações agrícolas. Por isso é recomendada a cloração da água (0,2 mg/L de cloro residual livre). Na verdade a qualidade da água potável é tão importante quanto a compra de alimentos seguros para os animais (CONCHELLO, 2011)

O tratamento com agentes antibacterianos é controverso devido ao fato de diminuir apenas momentaneamente a mortalidade e parte desta ser causada por

intoxicação pela medicação, além de promover a seleção de cepas resistentes nas aves sobreviventes que passaram ao estado de portadores. Como as salmonelas parasitam células fagocíticas o antibiótico de escolha deve penetrar essa célula, como exemplo tem as sulfonamidas-trimetoprim, cloranfenicol, nitrofuranos, ampicilinas e enrofloxacina, com tratamento iniciado após antibiograma (HIRSH, 2009). É sugerido a pulverização dos ovos no incubatório com sulfato de neomicina para diminuir os efeitos da Pulorose (BERCHIERI JÚNIOR & FREITAS NETO, 2009).

Desde o ano de 1998 o MAPA iniciou a proibição do uso de antibióticos como aditivos em rações, entre eles estão os cloranfenicol, anfenicóis, tetraciclina, beta lactâmicos (benzilpenicilâmicos e cefalosporinas), quinolonas e sulfonamidas sistêmicas (BRASIL, 1998). Posteriormente revogado pela Instrução Normativa 26/2009 vetando o uso de Os anfenicóis, tetraciclina, beta lactâmicos (benzilpenicilâmicos e cefalosporinas), quinolonas e sulfonamidas sistêmicas (BRASIL, 2009). O cloranfenicol e nitrofuranos foram proibidos inclusive para uso terapêutico desde 2003 (Brasil, 2003).

Atualmente o Programa Nacional de Sanidade Avícola de acordo com a instrução normativa nº 78/2003 do MAPA prevê a execução teste de SAR como ferramenta de monitoração sorológica para a detecção de *Salmonella Pullorum*, *Salmonella Gallinarum*, *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium* em estabelecimentos de aves reprodutoras. Neste sentido as aves alojadas em granjas de linhagens puras, bisavoseiros e avoseiros não devem apresentar sorologia positiva para nenhuma salmonela entre as descritas. Matriseiros e estabelecimentos que fazem comércio nacional e internacional devem estar livres de *Salmonella Gallinarum* e *Salmonella Pullorum* e livres ou controlados para *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*. Se comprovada a ocorrência de pulorose e tifo aviário nos ovos férteis de núcleo de reprodutoras importadas e aves de linhagens puras, bisavós, avós e matrizes, o plantel deve ser sacrificado e todos os ovos eliminados, assim como os lotes produtores desses ovos (Brasil, 78/2003).

4.1.1 Salmonelose por *Salmonella Pullorum*:

A pulorose acomete principalmente aves juvenis nos primeiros dias de vida e acarreta grandes prejuízos devido a sua elevada mortalidade, observada desde o incubatório, além de sinais clínicos como depressão, sonolência, retardo de crescimento,

amontoamento, fraqueza e diarreia branca, esta última é considerada característica típica da enfermidade. Há casos que a mortalidade inicia após os 5 a 10 dias de vida, com pico na segunda ou terceira semana após o comprometimento pulmonar. As aves sobreviventes podem apresentar baixo rendimento e serão portadoras da bactéria, que será transmitida posteriormente a seus sucessores via transovariana (BERCHIERI JÚNIOR & OLIVEIRA, 2006a).

Em casos agudos em aves jovens são observados hepatomegalia com focos brancos, esplenomegalia e nefromegalia. Os pulmões, coração, ventrículo e parede cecal podem apresentar nódulos, as alterações cardíacas podem levar a uma congestão passiva crônica no fígado e ascite, o pericárdio engrossado com exsudato seroso ou fibrinoso amarelado e nódulos brancos amarelados no miocárdio (REVOLLEDO, 2009). Em aves adultas as lesões podem ser sutis nos folículos ovarianos como pequena regressão à folículos císticos, atrofia, hemorragia, contorno irregular com material caseoso, hemorrágico ou necrosado; pericardite é bastante comum, com pericárdio parcialmente opaco e fluido pericárdico aumentado e turvo, nódulos brancos amarelado no miocárdio semelhante aos encontrados em juvenis, eventualmente pulmões e sacos aéreos apresentam granulomas com tecido caseoso, mas a queda na produção de ovos e eclodibilidade reduzidos podem ser os únicos sinais de *Salmonella Pullorum* em aves adultas, podendo ser facilmente confundida com tifo aviário. (BERCHIERI JÚNIOR & OLIVEIRA, 2006a).

As galinhas são os hospedeiros naturais da *S. Pullorum*, as linhagens leves demonstram ter mais resistência de que as semi-pesadas e pesadas, outras aves podem ser acometidas pela pulorose como pardais, codornas, canários, papagaios e de forma bastante severa, perus, causando alta mortalidade (BERCHIERI JÚNIOR & FREITAS NETO, 2009).

As fontes de infecção importantes são os portadores e os reservatórios. Portadores eliminam a bactéria por longo tempo na ausência de sinais clínicos. No início da incubação artificial isso acarretava enorme prejuízo devido a alta mortalidade dos pintainhos. A partir da década de 1920 foi desenvolvido o teste de Soroaglutinação rápida em placa SAR, realizado com antígeno colorido e sangue total e aliado com medidas de biosseguridade foram essenciais para o controle da pulorose, identificando lotes com aves portadoras. Atualmente o Programa Nacional de Sanidade Avícola prevê

a execução do SAR como ferramenta de monitoração sorológica para a detecção de *Salmonella Pullorum*, *Gallinarum*, *Enteritidis* e *Typhimurium* em estabelecimentos de aves reprodutoras (BERCHIERI JÚNIOR & OLIVEIRA, 2006a).

4.1.2 Salmonelose por *Salmonella Gallinarum*

O tifo aviário causado pela *Salmonella Gallinarum* é altamente patogênica para aves de qualquer idade, porém é mais comum em aves adultas. As galinhas são os hospedeiros naturais do agente, linhagens leves são mais resistentes em relação às semi-pesadas e pesadas, contudo, podem hospedar a bactéria e, nos casos de canibalismo serem uma fonte de infecção (BERCHIERI JÚNIOR & OLIVEIRA, 2006b).

Antes achavam-se que a transmissão poderia ocorrer pelas vias horizontal e vertical, contudo recentemente Berchieri Jr. et. al. (2010), em experimento não conseguiu obter ovos infectados por meio de aves adultas infectadas. O cuidado com a higiene é importante para a prevenção da enfermidade, uma vez que a bactéria é disseminada pela carcaça após a morte da ave, sendo o canibalismo como fator importante á infecção. Além disso, a presença de pássaros, roedores, insetos, bem como o transporte de material e os funcionários contribuem para a disseminação do agente (HIRSH, 2009). Além dessas medidas imprescindíveis para a prevenção da enfermidade, estão disponíveis vacinas vivas e atenuadas, lembrando que o uso dessas vacinas poderá causar o quadro clínico da doença (BERCHIERI JÚNIOR & FREITAS NETO, 2009).

A doença é mais comum em aves adultas, a duração da doença é de 5 a 7 dias, a morbidade e mortalidade podem ser altas, com mortalidade variando entre 10 a 80%, o número de óbitos é gradativo no decorrer da doença, tornando-se bem significativo na fase final. Ao acometer pintainhos pode ser confundido com pulrose, sendo identificado somente após isolamento. O diagnóstico é realizado após observar sinais clínicos, alterações anatomopatológicas e exames laboratoriais, sendo que o teste de soroglutinação rápida (SAR) oferece um resultado confuso, pois não há distinção no resultado entre a *S. Gallinarum* ou por outra salmonela do grupo D, como a *S. Pullorum*, sendo necessário o isolamento e identificação da bactéria (HIRSH, 2009).

As aves acometidas clinicamente demonstram prostração, não se alimentam, permanecem deitadas, apresentam diarreia amarelo-esverdeada a esverdeada, queda de

postura, dispnéia e anemia grave até a morte (BERCHIERI JÚNIOR & FREITAS NETO, 2009). Como alterações anatomopatológicas há destruição de hemácias pelo sistema reticuloendotelial provocando anemia, há congestão dos órgãos como o fígado e o baço aumentando e 3 a 4 vezes de tamanho, o fígado torna-se esverdeado, podendo apresentar pontos brancos necróticos, no baço e coração, a vesícula biliar estará distendida devido ao excesso de bile, doença tem característica de septicemia e toxemia. Em casos mais longos observam-se processos inflamatórios no coração com opacidade do saco pericárdico e hidropericárdio, rins amarelados e ovários atrofiados com material caseoso ou hemorrágico (BERCHIERI JÚNIOR & OLIVEIRA, 2006b).

4.2.3 Legislação sanitária brasileira

De acordo com a Instrução Normativa do MAPA nº 78/2003 (BRASIL, 2003a), em aves ou ovos férteis de linhas puras, bisavós e avós importadas ou nascidas no Brasil quando apresentarem sorologia positivas para *S.Gallinarum*, *S.Pullorum*, *S.Enteritidis* e *S.Typhimurium* é obrigatório o sacrifício do núcleo e eliminação de todos os ovos, incubados ou não, provenientes dos núcleos afetados. Em núcleos de matrizes quando apresentarem sorologia Positivas para *S.Gallinarum*, *S.Pullorum* é obrigatório o sacrifício do núcleo e eliminação de todos os ovos, incubados ou não, dele provenientes, quando apresentarem sorologia Positivas para *S.Enteritidis* e *S.Typhimurium*, haverá cancelamento da certificação de livre e passará a ser considerado controlado, será suspensa a incubação dos ovos até a obtenção de resultados negativos, Antibioticoterapia específica para enterobactérias, após apresentados 2 resultados negativos permitirá a certificação de núcleo ou estabelecimento avícola como sendo controlado para *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*, podendo ser comercializadas as aves de um dia ou ovos férteis exclusivamente no território nacional. Os estabelecimentos considerados controlados deverão adotar um reforço nas medidas de biossegurança.

Em estabelecimentos reprodutivos não poderá utilizar vacinas de qualquer natureza contra salmonela, exceto matrizeiros, bem como, qualquer vacina preparada com adjuvante oleoso, durante as quatro semanas que antecedem os testes e qualquer droga, para a qual exista evidência científica que possa interferir nos resultados dos testes sorológicos e/ou dificultar o isolamento das salmonelas, no período de três semanas, que antecedem os testes (BRASIL, 2003a).

Segundo a Instrução Normativa do MAPA nº 26/2009 (BRASIL, 2009), O produto antimicrobiano de uso veterinário utilizado em terapêutica, quando indicado como aditivo zootécnico melhorador de desempenho ou como conservante de alimento para animais, deve apresentar eficácia e segurança comprovadas na quantidade e espécies alvo para os quais o produto é indicado. Os anfenicóis, tetraciclina, beta lactâmicos (benzilpenicilâmicos e cefalosporinas), quinolonas e sulfonamidas sistêmicas são de uso exclusivo em produtos antimicrobianos de uso veterinário, sendo vedada a sua utilização como aditivos zootécnicos melhoradores de desempenho ou como conservantes de alimentos para animais.

3. Objetivo:

Determinar a frequência para *Salmonella Pullorum* e *Salmonella Gallinarum* em aves d produção em aviários no município de Areia no estado da Paraíba.

4. Material e Métodos

4.1. Animais e área de estudo

Foram utilizados soros sanguíneos de:

- 150 galinhas poedeiras pertencentes as linhagens Hy Line (110 aves) com 18 semanas de idade e Dekalb brown (40 aves) com 60 semanas de idade alojadas em gaiolas no setor de Avicultura do Departamento de Zootecnia, da Universidade Federal da Paraíba – CCA – Areia - PB
- 150 frangos de corte (linhagem Cobb) com 40 dias de idade em aviário no distrito de Mata Limpa – Areia – PB.

4.2. Coleta sanguínea

O sangue de cada ave foi coletado por punção venosa, na veia ulnar (1ml) e encaminhados para o Laboratório de Medicina Veterinária Preventiva, do Hospital Veterinário do Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal da Paraíba para separação sorológica e realização do teste de soroglutinação rápida.

4.3. Soroglutinação Rápida para detecção de anticorpos

Conforme recomendação da Instrução normativa 78/2003 (BRASIL, 2003a), utilizou-se antígeno comercial INATA[®] para *Salmonella Pullorum* e *Salmonella Gallinarium*. As amostras de sangue (1mL) colhidas de cada ave foram centrifugadas durante 15 minutos a 5.000 rpm para obtenção e posterior separação do soro. Em placa de vidro dividida em quadrados 3x3cm e utilizando pipeta calibrada foi dispensado em cada quadrado 30µl de ambos, antígeno e amostra sorológica, separadamente um ao lado do outro. Em seguida, cada amostra e antígeno foram homogeneizados com auxílio de um bastão de vidro em movimentos circulares com diâmetro de 1,5 a 2cm. A placa de vidro com a mistura amostra/antígeno foi levemente agitada com movimentos circulares e lentos por 10 segundos e mantida em repouso por 50 seg e ,em seguida, agitada novamente por 1min. A reação positiva é caracterizada pela formação de

[®] Laudo Laboratório Avícola Uberlândia Ltda, Uberlândia-MG, Brasil.

grumos de cor azul-arroxeadas que se agrupam principalmente na periferia, tal observação deve-se apresentar imediatamente após os 2min de agitação da placa.

5. Resultados e discussão:

Os resultados deste trabalho, apresentados de forma descritiva, estão contidos na Tabela 1. Do total de 300 aves submetidas ao teste sorológico, nenhuma ave poedeira apresentou soropositividade, enquanto que duas aves de corte apresentaram soropositividade ao teste, representando 1,33% da amostra dos frangos de corte.

Tabela 1. Resultados do teste de soroaglutinação rápida para *Salmonella Pullorum* e *Salmonella Gallinarum* em aves do criatório didático produtivo do CCA/UFPB.

Aves	N° aves	Aves positivas	Frequência (%)
<i>Frangos de Corte</i>	150	02	1,33
<i>Galinhas poedeiras</i>	150	00	--
Total	300	02	0,66%

De acordo com os dados obtidos neste trabalho das 150 amostras sorológicas de frangos de corte submetidas ao SAR apenas 2 apresentaram anticorpos ao antígeno, correspondendo 1,33%, demonstrando que tiveram contato com a *Salmonella Gallinarum* e/ou *Salmonella Pullorum*. Por outro lado, as análises das 150 amostras sorológicas de galinhas poedeiras não evidenciaram nenhuma amostra positiva. Das 300 amostras apenas 0,66% apresentaram sorologia positiva ao teste (SAR) resultados estes semelhantes aos do trabalho de Freitas Neto (2008) que não evidenciou nenhum animal com sorologia positiva, entretanto este trabalho foi com avestruzes em estabelecimentos comerciais, e que adotam medidas sanitárias justamente para manter a baixa ou a inexistência de ocorrências de salmonelose.

Diferentes resultados foram obtidos por Buchala (2003) e Nunes Brito (2008) quando demonstraram alta incidência de aves positivas ao SAR, 16,5% e 28,2%, respectivamente; entretanto, estes resultados são relativos a criações de aves de “fundo de quintal”, isso provavelmente devido a precárias medidas de manejo sanitário, bem como o livre contato das aves às inúmeras fontes de infecções as quais são expostas, se tornando potenciais vetores de risco a criações comerciais vizinhas.

A análise sorológica para *Salmonella Pullorum* e *Salmonella Gallinarum* em núcleos de produção comercial é uma ferramenta importante de diagnóstico dessas

enfermidades causadoras de onerosas perdas produtivas e econômicas ao setor avícola nacional, mesmo que sua obrigatoriedade seja prevista pelo PNSA apenas para núcleos de reprodutoras. A especificidade ao hospedeiro e a gravidade das enfermidades é um alerta para a importância do estudo da cadeia de transmissão das mesmas, do qual se apresenta diversificada, fazendo com que as Salmonelas se proliferem no ambiente de produção, mesmo com adequadas medidas de controle.

Além das transmissões ocorrerem por via vertical, a transmissão pela via horizontal é bastante diversificada, matérias-primas de origem animal estão frequentemente relacionadas ao aumento no risco de contaminação por salmonela, como as farinhas de penas e vísceras, atualmente sabe-se que os ingredientes de origem vegetal também estão relacionados como possíveis fontes de contaminação (JONES & RICHARDSON, 2004). As condições de armazenamento da ração também são importantes no controle, o acesso ao local de pássaros, roedores, insetos (moscas etc), bem como o transporte de material e os funcionários contribuem para a disseminação do agente (HIRSH, 2009). A cloração da água (0,2 mg/L de cloro residual livre) é muito importante como parte de um programa biossegurança (CONCHELLO, 2011).

Como medidas de prevenção e controle da salmonelose em aviário recomenda-se adquirir pintainhas de fornecedores idôneos de planteis certificados como livres de salmonella, associados a medidas de biossegurança para a prevenção de infecções nos lotes, uso de vacinas para contra salmonela, controlando fatores de riscos promovendo a higiene e desinfecção das instalações, controle de vetores (pragas, detritos, aves doentes), restrição de visitas, uso de roupa e calçado exclusivo para a granja, cloração da água. Correto armazenamento da ração (livre de umidade, aves silvestres, insetos e roedores), a peletização a 82°C da ração e a adição de ácidos orgânicos é uma medida recomendada, além da monitoria bacteriológica periódica de ambiente, aves e rações (SONCINI, 2002).

O PNSA prevê a execução do SAR como ferramenta de monitoração sorológica para a detecção de *Salmonella Pullorum*, *Salmonella Gallinarum*, *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium* em estabelecimentos de aves reprodutoras (BERCHIERI JÚNIOR & OLIVEIRA, 2006), porém, a SAR oferece um resultado confuso, pois não há distinção no resultado entre a *S. Gallinarum* ou por outra salmonela do grupo D, como a *S. Pullorum*, sendo necessário o isolamento e

identificação da bactéria (HIRSH, 2009). Aves de linhagens puras, bisavoseiros e avoseiros não deveram apresentar sorologia positiva para nenhuma salmonela entre as descritas. Matriseiros devem estar livres de *Salmonella Gallinarum* e *Salmonella Pullorum* e livres ou controlados para *Salmonella Enteritidis* e *Salmonella Typhimurium*.

O uso de agentes inibidores de crescimento bacteriano é regulado e liberado pelo PNSA para aves de produção, segundo a portaria do MAPA n° 78/2003, para núcleos de reprodução o uso de agentes inibidores poderá alterar os resultados sorológicos, exigindo a suspensão da administração 3 semanas antes da colheita de materiais para análise, bem como a utilização de aditivos ou promotores de crescimentos, qualquer vacina preparada com adjuvante oleoso durante as quatro semanas que antecedem o teste pois podem interferir nos resultados dos testes . As provas laboratoriais sorológicas são sempre de triagem, como o teste (SAR), podendo ocorrer reações cruzadas. Portanto, é essencial a identificação do agente, considerada conclusiva para a confirmação da presença de qualquer sorotipo de salmonela (BRASIL, 2003a).

6. Conclusão:

De acordo com o resultado do trabalho conclui-se que há presença da bactéria no ambiente estudado, configurando a importância de um monitoramento permanente para Salmonelose e consequente adoção de medidas de biossegurança na prevenção e manutenção constante de tais medidas a fim de preservar a sanidade da produção.

7. Referências:

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE PROTEÍNA ANIMAL – ABPA. **Relatório anual 2016**. Disponível em: <http://abpa-br.com.br/storage/files/versao_final_para_envio_digital_1925a_final_abpa_relatorio_anual_2016_portugues_web1.pdf>. Acesso em: 20 abr. 2017.

BERCHIERI JÚNIOR, Angelo; OLIVEIRA (2006a), Glaucia Helaine de. Pulorose. In: ANDREATTI FILHO, Raphael Lucio. **Saúde aviária e doenças**. São Paulo: Roca, 2006, p. 84-90. cap. 9.1.

BERCHIERI JÚNIOR, Angelo; OLIVEIRA (2006b), Glaucia Helaine de. Tifo aviário. In: ANDREATTI FILHO, Raphael Lucio. **Saúde aviária e doenças**. São Paulo: Roca, 2006, p. 90-96. cap. 9.2.

BERCHIERI JÚNIOR, Angelo; FREITAS NETO, Oliveiro Caetano de. Salmoneloses. In: BERCHIERI JÚNIOR, Angelo et. al. **Doenças em aves**. Campinas: Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, 2009. p. 435-454 . cap. 4.1.

BERCHIERI JR., A.; MURPHY, C. K.; MARSTON, K.; BARROW, P. A. **Observations on the persistence and vertical transmission of Salmonella enterica serovars Pullorum and Gallinarum in chickens: effect of bacterial and host genetic background**. Avian Pathology, Huntingdon, v. 30, n. 3, p. 221-231, 2010.

BUCHALA, F. G. **Ocorrência de anticorpos contra Salmonella e Mycoplasma em aves de criatórios de “fundo de quintal” próximos a explorações tecnificadas do estado de São Paulo**. 2003. 78 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária)– Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Campus de Jaboticabal, São Paulo, 2003.

BRASIL, 1998. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. **Instrução Normativa N°193/1998**. Disponível em: https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/Repositorio/programa_nacional_sanidade_avicola_000fyh51e9y02wx5ok0pvo4k3xecpyt9.pdf>. Acesso em: 22 de maio de 2017.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. **Manual de Legislação - Programas Nacionais de Saúde Animal do Brasil**. Brasília, 2009.

BRASIL, 2003. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. **Instrução Normativa N°09/2003**. Disponível em: <<file:///D:/Documentos/Downloads/INSTRU%C3%87%C3%83O%20NORMATIVA%20N%C2%BA%209,%20DE%2027%20DE%20JUNHO%20DE%202003.pdf>>. Acesso em: 22 de maio de 2017.

BRASIL, 2009. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. **Instrução Normativa N.º 26/2009**. Disponível em: <<http://sistemasweb.agricultura.gov.br/sislegis/action/detalhaAto.do?method=visualizarAtoPortalMapa&chave=1984822284>>. Acesso em: 22 de maio de 2017.

BRASIL, 2003a. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA. **Instrução Normativa N.º 78/2003**. Disponível em: <<https://idaf.es.gov.br/Media/idaf/Documentos/Legisla%C3%A7%C3%A3o/DDSIA/12%20DDSIA%20-%20INSTRU%C3%87%C3%83O%20NORMATIVA%20N%C2%BA%2078,%20SALMONELLA.pdf>>. Acesso em: 27 de maio de 2017.

CONCHELLO, L. Salmonella control throughout the 'Poultry Feed Chain'. **World Poultry**, 2011. Disponível em: <http://www.worldpoultry.net/Special-Focus/Salmonella-special/Salmonella-control-throughout-the-Poultry-Feed-Chain/>.> Acesso em: 27 de maio de 2017.

FREITAS NETO, Oliveira Caetano de. **Pesquisa de Salmonella na cadeia produtiva de avestruzes no sudeste do Brasil**. 2008. 71f. . Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária)–Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Campus de Jaboticabal, São Paulo, 2008.

HIRSH, Dwight C. Salmonella. In: HIRSH, Dwight C.; CHUNG ZEE, Yuan. **Microbiologia veterinária**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2009. p. 69-73. cap. 10.

JONES, F. T.; RICHARDSON, K. E. Salmonella in commercially manufactured feeds. **Poultry Science**, Savoy-II, v. 83, p. 384-391, 2004.

NUNES BRITO, Aécio Gustavo. **Anticorpos Anti-Salmonella pullorum, Anti-Mycoplasma gallisepticum e Anti-Mycoplasma synoviae, em Galinhas (Gallus gallus domesticus)** de Fundo de Quintal de Propriedades Rurais do Município de São José do Egito, Estado de Pernambuco. 2008. 36f. Monografia (Graduação em Medicina Veterinária) – Centro de Saúde e Tecnologia Rural, Universidade Federal de Campina Grande, Patos, Paraíba, 2008.

SONCINI, Ricardo A, 2002. **Controle de Salmonella Enteritides na avicultura**. Disponível em : http://www.cnpsa.embrapa.br/sgc/sgc_publicacoes/anais0204_bsa_soncini.pdf/.> Acesso em: 28 de jul 2017.

REVOLLEDO, Liliana. Pulorose. In: REVOLLEDO, Liliana; FERREIRA, Antonio J. Piantino (Org.). **Patologia aviária**. Barueri, SP: Manole, 2009. p. 124-136. cap. 11.

