



UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS
CAMPUS UNIVERSITÁRIO DE ARAGUAÍNA
ESCOLA DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA



**RELATÓRIO DE ESTÁGIO CURRICULAR SUPERVISIONADO:
MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA**

ARAGUAÍNA/TO

2014

UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS
CAMPUS UNIVERSITÁRIO DE ARAGUAÍNA
ESCOLA DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

JAYANE RICARDO MONTEIRO DA SILVA

**RELATÓRIO DE ESTÁGIO CURRICULAR SUPERVISIONADO:
MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA**

Monografia apresentada ao Campus
Universitário de Araguaína da Escola de
Medicina Veterinária e Zootecnia da
Universidade Federal do Tocantins, como
requisito parcial para obtenção do grau de
Médica Veterinária. Área de concentração:
Medicina Veterinária Preventiva.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Sílvia Minharro Barbosa
Supervisora: Prof^a Dr^a Maria Auxiliadora Andrade

ARAGUAÍNA/TO

2014

JAYANE RICARDO MONTEIRO DA SILVA

RELATÓRIO DE ESTÁGIO CURRICULAR SUPERVISIONADO:

MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA

Aprovado em ____ / ____ / ____

BANCA EXAMINADORA

Prof^ª. Dr^ª. Sílvia Minharro Barbosa
Doutora em Ciência Animal
Orientadora

Prof^ª. Dr^ª. Helcileia Dias Santos
Doutora em Ciências Veterinárias

Prof^ª Dr^ª Bruna Alexandrino
Doutora em Medicina Veterinária Preventiva

*Dedico este trabalho principalmente à
minha família que sempre me apoiou
principalmente quando mais me vi sozinha na
estrada. Dedico ainda a todos que me apoiaram
nesta longa caminhada pois muitas foram as noites
sem dormir e enorme foram as dores sentidas,
mais doce está sendo a vitória e a Deus toda honra
e Glória..*

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus que esteve junto comigo, me carregando em seus braços, mesmo quando eu estava perdida e desorientada, ele me mostrou um caminho para seguir em frente. Entrego a minha gratidão a ele, pela verdade que me molda todos os dias e me leva para prosseguir em prol dos meus objetivos, sempre firme e confiante. Nos momentos em que me vi sozinha ele segurou minhas mãos e me disse: segue em frente minha filha, pois aqui estou contigo ao teu lado, você não está só e nunca estará.

Agradeço aos meus pais, Ilma e Joscelito sempre pelo apoio e confiança, e que nunca mediram esforços para verem minha vitória e felicidade e quando em momentos complicados souberem me aconselhar do modo deles, mais souberam. Agradeço ainda a pessoa que tornou todo este sonho possível meu padrinho e pai William, que amo demais, valente e guerreiro, meu maior ídolo e por quem eu tirei forças de querer vencer, pois para mim o maior exemplo está nele, e também a sua esposa Camila e meu irmãozinho Gregório. Agradeço ainda, a minha grande avó Maria, bizavô Jacy e irmão Ricardo Gabriel, vocês são minhas riquezas, pois foi por vocês que eu lutei para poder ajuda-los nesta caminhada da vida que não é fácil e sei que precisam muito de mim. E ainda, a todos meus familiares que sempre me deram apoio e viram em mim um grande potencial.

Agradeço ainda aos amigos e colegas que nesta longa jornada estiveram ao meu lado, sofremos juntos, ou aqueles que sofreram na distância, pois muitos momentos foram para desistir, mais devo a vocês que sempre cooperaram para o meu bem essa enorme vitória, muito obrigada. Devo ainda, aqueles que desde sempre estiveram ao meu lado, mantiveram uma amizade verdadeira e singela, agradeço eternamente aos meus queridos amigos Jader Assis, Leonardo Gonçalves, Francianne Costa, Vera Lúcia, Ronaldo Junior, Emerson Georgetti, Haloma Soares, Ana Cláudia Fleury, Jorge Luiz, Marco Aurélio, Fabiano Freitas, Ana Amélia, Karlla Nunes, Cristiane Araújo, Marcela Souza, Amanda Borges, Rafaella Lima, Gabriel Mundim, Juliana Rabelo, Marta Christiane Lopes, Tony Marcos, Chirley Caetano, Dilson Dordetti, Bruna Herênio, Danielle Vidotto, Jailson Marinho, Rafael Rodrigues, Alice Pereira, Hermindo Elizeu, Samara Gomes, professor Dr. Alberto Yim e a todos aqueles que sempre acreditaram em mim, torcendo sempre pelo meu futuro e pela amizade. Não tenho nem palavras para agradecer por todo auxílio que estas pessoas incríveis me deram em Araguaína e por onde andei. Foi meu apoio nas horas em que precisei, seja com palavras ou atitudes.

Agradeço a um ser muito especial que sempre esteve ao meu lado por durante quatro anos do período da graduação, que me acompanhou em momentos alegres e tristes que ela passava junto a mim, minha filhotona que quando eu chegava da faculdade já estava me esperando na porta, companheira para todas as horas e de longas viagens na trajetória percorrida durante este tempo. Na maioria das vezes ela com seu olhar e gestos, sem poder falar nada me transmitia o que já precisava. Ela que passou por tantos momentos sozinha, por eu estar o dia todo na universidade e nem por isso deixava de me demonstrar todo seu amor verdadeiro. Eu te amo muito Megan.

Agradeço ainda por todos aqueles que passaram, foram e vieram em nossas vidas e grandes marcas deixaram. Pessoas especiais e de extrema importância nesta caminhada como você André Luiz Caetano, pois sem você não sei se poderia ter chegado tão distante como cheguei, apesar de tudo te devo muito, inclusive meu obrigada e por ter existido na minha vida. Além disso, agradeço especialmente a todos meus queridos professores pelos ensinamentos que souberam muitas vezes discernir e agir com sabedoria, para poder diante de tantas dificuldades nos transmitirem, o que há de mais novo e interessante dentro da medicina veterinária, obrigada por serem os melhores mestres.

Aos profissionais que me acompanharam no Laboratório de Bacteriologia durante meu período de estágio e meu imenso agradecimento pela paciência e pela amizade que aqui criamos além do profissionalismo a grande Dr^a. Dorinha, Dunya Moraes e Edileuza pelos conhecimentos passados com paciência e dedicação. A minha supervisora professora Dr^a. Maria Auxiliadora Andrade pela supervisão, serenidade e paz de espírito, por estar sempre disposta a ajudar e abrir as portas diante das oportunidades. Aos meus colegas e amigos que tiveram ao meu lado nesta luta, e me ajudaram e auxiliaram com tanto carinho e me deram uma gigante força: Taiã, Alê, Laíse, Mohanna, Natália, Ana e Samantha.

Agradeço infinitamente por tudo e principalmente por ser muito mais que uma orientadora e excelente profissional, ser uma mãe a minha orientadora professora Dr^a. Sílvia Minharro Barbosa, que me norteou nesta caminhada com grande sabedoria, carinho e apoio e me guiou nesta longa estrada e ainda me guia e sempre será meu exemplo a ser seguido. Muito obrigada por tudo, se hoje sou o que sou foi pelos seus ensinamentos.

A todos os amigos que mesmo sem constar o nome nesta humilde lista, mas que participaram direta ou indiretamente da minha vida. Obrigada a todos vocês, pois esta não é uma vitória minha, mas uma vitória de todos vocês, uma vitória somente nossa.

E por fim não poderia deixar de agradecer a Universidade Federal do Tocantins pela porta aberta para realizar este grande sonho.

“... Bom mesmo é ir a luta com determinação, abraçar a vida e viver com paixão, perder com classe e vencer com ousadia, pois o triunfo pertence a quem se atreve... E a vida é muito para ser insignificante”.

(Charles Chaplin)

RESUMO

O estágio curricular obrigatório foi realizado na Universidade Federal de Goiás, no Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Laboratório de bacteriologia, no período de 17/10/2013 a 20/12/2013, perfazendo um total de 358 horas, sob supervisão da Professora Doutora Maria Auxiliadora Andrade. Foram acompanhadas todas as atividades no laboratório de rotina laboratorial, o que incluiu coleta e recepção de amostras, preparação e esterilização de materiais, preparação de meio de cultivo e reagentes, processamento de amostras, realização de testes de diagnósticos, realização de necropsias de aves oriundas de vários locais do Estado e dos pacientes atendidos no próprio laboratório, elaboração de laudos englobando leitura das normatizações, regulamentos e portarias regulamentadoras, bem como artigos científicos. Nas realizações dos diagnósticos bacteriológicos os principais casos encontrados foram de *Salmonella* spp, *Escherichia coli*, *Staphylococcus* spp e *Streptococcus* spp. O estágio foi de suma importância, pois permitiu a inserção da prática laboratorial e também clínica no cotidiano profissional tão necessário para uma boa capacitação do graduando, uma vez que é responsabilidade exclusiva do Médico Veterinário a execução das técnicas de diagnósticos que permitem contribuir com a promoção da Saúde Humana e Animal, sendo de preocupação nacional e internacional o potencial de risco que algumas doenças podem representar, além disso, estes estudos indicam que os micro-organismos não são raros contaminantes.

Palavras chave: diagnósticos bacteriológicos, necropsias, processamento de amostras.

ABSTRACT

Obligatory curricular training was conducted at the Federal University of Goiás, in the Department of Veterinary Preventive Medicine and Laboratory of Bacteriology, in the period from 10/17/2013 to 20/12/2013, a total of 358 hours under the supervision of Professor Mary Help Andrade. All activities were monitored in the laboratory routine laboratory, which included collecting and receiving of samples, preparation and sterilization of materials, preparation of culture media and reagents, sample processing, conducting diagnostic tests, performing necropsies of birds from various locations of the state and of the patients seen in the laboratory, preparation of reports encompassing reading of norms, regulations and regulatory ordinances itself as well as scientific articles. The achievements of bacteriological diagnosis key cases found were *Salmonella* spp, *Escherichia coli*, and *Streptococcus* spp *Staphylococcus* spp. The stage was very important because it allowed the insertion of the laboratory as well as clinical practice in the daily professional as needed for proper training of the student as it is the sole responsibility of the veterinarian execution of diagnostic techniques that contribute to the promotion Human and Animal Health, and national and international concern the potential risk that some diseases may represent, in addition, these studies indicate that micro -organisms are not uncommon contaminants.

Keywords: bacteriological diagnosis, necropsies, processing samples.

LISTA DE ABREVIATURAS

AMC	Amoxicilina + ácido clavulônico
AMO	Amoxicilina
AMP	Ampicilina
AVG- H₂S+	Amarelo/vermelho gás negativo, sulfeto de hidrogênio positivo
BHI	<i>Brain Heart infusion</i>
CEF	Cefalexina
CEQ	Cefquinone
CIP	Ciprofloxacino
CLO	Cloranfenicol
cm	Centímetros
CTF	Ceftiofur
DMVP	Departamento de Medicina Veterinária Preventiva
DOX	Doxiciclina
ENRO	Enrofloxacina
G	Gramas
GEN	Gentamicina
Hz	Hertz
MG	<i>Mycoplasmas gallisepticum</i>
MS	<i>Mycoplasma synoviae</i>
NASF	Núcleo de Apoio a Saúde Familiar
NEO	Neomicina
Obs	Observação
OPG	Ovos por Grama de Fezes
OT	Oxitetraciclina
OX	Oxacilina
PEN	Penicilina
PVC	“Polyvinyl Chloride”
SUL	Sulfonamida
TET	Tetraciclina
TRIM	Trimetropim
TSI	<i>Triple Sugar Iron</i>
UFC	Unidade Formadora de Colônia
VB	Verde Brilhante
VM	Vermelho- Metila
XLT4	Xilose-lisina tergitol
W	Watts

LISTA DE SÍMBOLOS

H₂S	Sulfeto de Hidrogênio
mL	Mililitro
+	Positivo
-	Negativo

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1.** Exames diagnósticos acompanhados no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia/UFG, durante o estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia-Go..... 20
- Tabela 2.** Amostras processadas para cultura e teste de susceptibilidade a antimicrobianos no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia/UFG, durante estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia – GO..... 21
- Tabela 3.** Micro-organismos isolados de amostras de materiais submetidos à cultura e a teste de susceptibilidade a antimicrobianos no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Veterinária e Zootecnia, durante estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia-GO..... 22
- Tabela 4.** Resultado e Micro-organismos isolados de amostras de animais e materiais submetidos à cultura no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia, durante estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia-GO..... 27

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.	Vista frontal do Setor de Medicina Veterinária Preventiva da Escola de Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás, Goiânia-GO,2013.....	17
Figura 2.	Exemplos dos meios de culturas mais utilizados no laboratório. A: Preparo de TSI. B: Preparo de Ágar Hektoen, Verde Brilhante e XLT4.....	19
Figura 3.	Processamento de matérias-primas para ração de frangos de corte:A) Amostras de matérias-primas; B) Primeira etapa: pesagem de 25 g da matéria-prima; C) Segunda etapa: Acrescentar as 25 g em 225 mL de água peptonada e colocar em estufa; D) Terceira etapa: Caldo selenito e caldo Rapapport; E) Suspeitas de <i>Salmonella</i> spp em meio verde brilhante (VB) meio de coloração <i>pink</i> e colônia rosadas.....	25
Figura 4.	Processamento final de matérias-primas para ração de frangos de corte. A) TSI inoculado com as amostras; B) Sem crescimento (-) e crescimento sugestivo de <i>Salmonella</i> (+) (seta); C) Teste bioquímico do crescimento sugestivo para confirmação.....	26
Figura 5.	Resultados bioquímicos que podem ser obtidos para <i>Salmonella</i> . A) Uréia – ou +; B) Indol + ou -; C) Vm + ou -; D) Citrato + ou -; E) Malonato + ou -.....	26
Figura 6.	Preparo para análise de Enterobacteriaceae em camas de frango. A) Amostras; B) Pesagem de aproximadamente 25 g das amostras; C) Preparo dos meios de culturas utilizados.....	28
Figura 7.	Respectivamente: Setor de piscicultura; Coleta aleatória de tartarugas; <i>swab</i> cloacal.....	30
Figura 8.	Frequência de micro-organismos obtidos nas amostras analisadas durante o período de estágio curricular supervisionado no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia-Go.....	32
Figura 9.	Preparo de Vacina de <i>Staphylococcus aureus</i> no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Veterinária e Zootecnia, durante estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia – GO.....	36
Figura 10.	Teste de resistência a antibióticos. A) Semeadura da amostra podendo ser observadas em estrias na placa e difusão dos discos contendo antimicrobianos; B) Procedimento sempre próximo ao bico de Bunsen; C) Exemplo de alguns antimicrobianos a serem testados.....	37
Figura 11.	Aves em observação no setor de Medicina Veterinária Preventiva da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás.....	41
Figura 12.	Demonstração dos testes sorológicos. A) Soros utilizados. B) Formação de grumo: Sorologia +.....	41

Figura 13.	Procedimento da realização de necropsia e alguns achados obtidos de casos clínicos de aves. A) Retirada das penas e visualização. B) Fragilidade óssea do esterno. C) Fragilidade óssea das pernas, observar presença de crostas também nas patas, suspeita de sarna. D) Observação de toda cavidade torácica e abdominal. E) Presença de <i>Ascaridia galli</i> em porção do intestino jejuno. F) Coleta de órgãos, na imagem coração, fígado e baço. G) Corte longitudinal dos seis nasais para observação de secreção hemorrágica; ter atenção que este tipo de secreção pode ocorrer pelo tipo de sacrifício. H) Alterações em outros órgãos, glândulas epigástricas com tumores.....	45
Figura 14.	Principais achados anatomopatológicos. A) Crostas na cabeça de franga; B) Caquexia e palidez muscular; C) Fígado friável; D) Coração friável; E) Presença maciça de <i>Ascaridia galli</i> ; F) Palidez de órgãos do pintinho, possível anemia severa; G) Secreção esbranquiçada ocular.....	46
Figura 15.	Quadro de debilitação, caquexia e palidez muscular do animal.....	49
Figura 16.	Principais alterações encontradas durante a necropsia. A) Vista da cavidade torácica e abdominal; B) Testículos aumentados; C) Possíveis processos neoplásicos na moela (seta); D) Nódulos nas porções intestinais (seta).....	49
Figura 17.	Visualização de Sarna knemidocóptica em microscopia óptica na objetiva de 40x.....	52

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1.	Ficha de atendimento a produtores agrícolas utilizada no DMVP da UFG.....	59
Anexo 2.	Ficha de atendimento as demais amostras do laboratório de bacteriologia do DMVP: caderno de registros.....	61
Anexo 3.	Modelo de laudo de necropsias.....	62
Anexo 4.	Modelo de laudo de cultura e antibiograma.....	63
Anexo 5.	Preparo de água peptonada tamponada.....	64
Anexo 6.	Tabela padrão para interpretação de halos de inibição para antibacterianos utilizados no DMVP da UFG.....	65
Anexo 7.	Encontro Estadual sobre Atuação do Médico Veterinário no Núcleo de Apoio à Saúde da Família- NASF, realizado no dia 29 de novembro de 2013 no CRMV-GO, com duração de 8 horas.....	66

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	17
2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	20
2.1. RECEPÇÃO DAS AMOSTRAS CONFEÇÃO DE LAUDOS.....	23
2.2. PESQUISA DE <i>SALMONELLA</i> sp. EM SUBPRODUTOS EMPREGADOS NA PRODUÇÃO DE RAÇÃO DESTINADAS A FRANGOS DE CORTE.....	23
2.3. CONTAGEM DE ENTEROBACTERIACEAE EM CAMAS DE FRANGO.....	28
2.4. ANÁLISE DE <i>SALMONELLA</i> DE SWABS DE CLOACAS DE TARTARUGAS	29
2.5. PROCESSAMENTO BACTERIOLÓGICO DE LEITE CRU REFRIGERADO E LEITE DE TANQUES COLETADOS E COM SUSPEITA DE MASTITE.....	30
2.5.1. Preparo de vacina para mastite	35
2.5.2. Cultura e antibiograma/ Teste de susceptibilidade a antibióticos	36
2.6. PARTICIPAÇÃO EM MINI-CURSO DO NÚCLEO DE APOIO A SAÚDE FAMILIAR - NASF	38
2.7. LABORATÓRIO DE NECROPSIA: ANÁLISE ANATOMOPATOLÓGICA DE AVES, COLETA DE AMOSTRAS E PROCESSAMENTO LABORATORIAL	40
3. RELATO DE CASO	46
3.1. AVES DIAGNOSTICADAS COM COCCIDIOSE, <i>ESCHERICHIA COLI</i> E <i>PSEUDOMONAS</i> SP.	46
3.2. QUADRO DE SEPTICEMIA E PARASITISMO GRAVE EM AVE DA RAÇA GARNIZÉ.....	48
4. CONSIDERAÇÕES FINAIS	53
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	54

1. INTRODUÇÃO

O Estágio Curricular Obrigatório foi desenvolvido no Laboratório de Bacteriologia do Departamento de Medicina Veterinária Preventiva da Universidade Federal de Goiás (UFG), (Figura 1), na área de Medicina Veterinária Preventiva, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, perfazendo um total de 358 horas. A supervisão foi realizada pela Professora Doutora Maria Auxiliadora de Andrade, responsável pela disciplina de Ornitopatologia do curso de Medicina Veterinária, com atuação na área de Doenças Infecciosas de Animais (Aves) e chefe técnica do Laboratório de Bacteriologia da Escola de Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás (UFG).



Figura 1. Vista Frontal do Setor de Medicina Veterinária Preventiva da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás-GO, 2013.

As atividades desenvolvidas durante o estágio curricular obrigatório consistiram basicamente em: rotina laboratorial o que incluía coleta e recepção de amostras, preparação e esterilização de materiais, preparação de meio de cultivo e reagentes, processamento de amostras, realização de testes de diagnósticos, realização de necrópsias, elaboração de laudos

englobando leitura das normatizações, regulamentos e portarias regulamentadoras, bem como artigos científicos.

A estrutura do Laboratório de Bacteriologia está inserido no Departamento de Medicina Veterinária Preventiva da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Goiás que está localizado no Campus Samambaia, Rodovia Goiânia-Nova Veneza, Km 8, setor central, município de Goiânia, Estado de Goiás. O Departamento de Medicina Veterinária Preventiva (DMVP) é constituído pelos Laboratórios de Microbiologia, Virologia, Leptospirose e Biologia Molecular. Possui ainda uma sala de esterilização onde são realizados os processos de esterilização dos utensílios laboratoriais.

No Laboratório de Microbiologia é realizado o cultivo microbiológico de diversas amostras podendo ser animais e materiais, bem como realização de antibiogramas. A estrutura física do laboratório é constituída por três salas que são compartimentalizadas por divisórias de “Polyvinyl chloride” (PVC). A primeira sala é a de recepção e cadastro de amostras, confecção e entrega de laudos, que possui dois computadores. A segunda sala, onde ocorre o processamento de amostras, e também preparo de meios de cultura, é equipada com uma balança, sete geladeiras para armazenamento de material contaminado e não contaminado, dois microscópicos, duas câmaras de fluxo laminar para manejo de materiais microbiológicos e para produção de meios de cultura e reagentes, um destilador de água, um micro-ondas, duas estufas, mesas e bancadas que comportam dois bicos de Bunsen. A terceira sala é a de lavagem e esterilização de materiais e meios de cultura, onde se encontram duas autoclaves, duas estufas, pias e armários que comportam vidrarias e equipamentos de uso geral. Além disso, existe uma sala específica para a realização das necrópsias, sendo esta uma dependência a parte das demais, juntamente a esta há outra repartição para o alojamento dos animais recebidos.

A médica veterinária responsável pelo laboratório de bacteriologia e os exames de rotina é a Doutora Maria Auxiliadora Leão. A funcionária responsável pela organização do laboratório é Maria Edileuza Ferreira e a Chefe do laboratório de bacteriologia e de necrópsia é a Professora Doutora Maria Auxiliadora Andrade.

O funcionamento oficial do laboratório é de segunda à sexta feira, das 8:00 às 12:00 horas e das 14:00 às 17:30 horas, sendo as vezes necessário funcionar de 12:00 as 14:00 horas permanecia sempre alguém para recebimento de amostras ou até mesmo realização de pesquisas.

O laboratório presta serviços ao hospital veterinário, aos demais departamentos, assim como propriedades rurais, granjas avícolas principalmente do estado de Goiás, Bahia,

Tocantins e outros, além do desenvolvimento de projetos de pesquisa e treinamento de alunos de iniciação científica e estagiários.

Os meios no qual são cultivadas e processadas as amostras mais usadas são: MacConkey, Ágar Nutriente, Ágar Verde Brillhante (VB), Ágar Müller Hinton, Kasoy, Água peptonada, Ágar Sangue, Ágar Hektoen, Ágar xilose-lisina tergitol 4 (XLT4), Caldo Rappaport, Caldo Selenito, Caldo *Brain Heart Infusion* (BHI), *Triple Sugar Iron* (TSI), solução salina, uréia, Caldo vermelho metila (VM) e Citrato da HiMEDIA®, Mumbai-Índia (Figura 2).

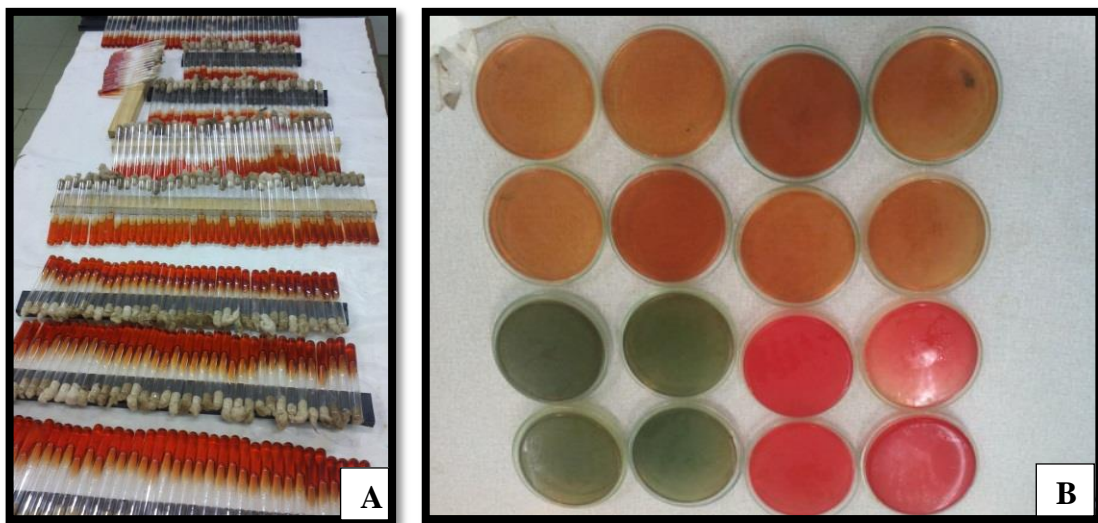


Figura 2. Exemplos dos meios de culturas mais utilizados no laboratório. A) Preparo de *Triple Sugar Iron* (TSI). B) Preparo de Ágar Hektoen, Verde Brillhante (VB) e xilose-lisina tergitol 4 (XLT4).

A escolha do campo de estágio baseou-se no objetivo de aprimoramento dos conhecimentos adquiridos no decorrer da graduação através da prática laboratorial e também pelo interesse de atuar na área preventiva da Medicina Veterinária. O Laboratório de Bacteriologia do Departamento de Medicina Veterinária Preventiva foi escolhido por abranger diversas técnicas de detecção de patógenos e por ter boa casuística. O desfecho foi a aplicação deste interesse na sanidade animal, que se define em desenvolvimento, detecção e prevenção de questões sanitárias que envolvem as cadeias produtivas, a sanidade animal e a saúde pública.

2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

Durante o período de estágio desenvolveu-se desenvolvidas diversas atividades de suma importância para a formação, o crescimento e o desenvolvimento profissional. As atividades desenvolvidas dentro da rotina laboratorial e dos projetos de pesquisas desenvolvidos pelo laboratório, no qual as principais atividades consistiram em necropsias, análise e processamento de amostras.

Foram desenvolvidas atividades da rotina laboratorial e dos projetos de pesquisa desenvolvidos pelo laboratório, no qual as principais atividades consistiram em realização de necropsia de aves, cultura e antibiograma de amostras de leite de vacas com mastite, de *Salmonella* sp. e de outras bactérias (Tabela 1).

Tabela 1. Exames diagnósticos acompanhados no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia/UFG, durante o estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia-Go.

Tipo de Exame	Quantidade
Cultura e antibiograma de <i>Salmonella</i> spp	286
Necrópsias de aves	33
Cultura e antibiograma de leite	25
Cultura e antibiograma de outras bactérias	11
Total	355

Realizou-se também o processamento das amostras para cultura e teste de susceptibilidade a antimicrobianos, especificadas na Tabela 2, além da coleta de sangue de carneiro e da produção da vacina contra *Staphylococcus aureus* para prevenção de mastite.

Tabela 2. Amostras processadas para cultura e teste de susceptibilidade a antimicrobianos no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia/UFG, durante estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia – GO.

Tipo de Amostra	Número	Frequência (%)
Hemocultura	1	1,75
Leite	25	43,86
<i>Pool</i> de lesões de pele de cão	1	1,75
<i>Swab</i> de ouvido	6	10,53
<i>Swab</i> retal/cloacal	21	36,85
Urina	3	5,26
TOTAL	57	100,0

Os resultados obtidos na cultura das amostras de leite, *pool* de lesões de pele de cão, *swab* de ouvido, *swab* retal/ cloacal e amostra de urina foram realizados de acordo com as técnicas utilizadas no laboratório de bacteriologia da EVZ/UFG que serão descritos no decorrer do relatório. Pôde-se observar que em muitas amostras analisadas houve presença de mais de um micro-organismo isolado (Tabela 3).

Tabela 3. Micro-organismos isolados de amostras de materiais submetidos à cultura e a teste de susceptibilidade a antimicrobianos no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia, durante estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia-GO.

Tipo de Amostra Clínica	Agente Etiológico	Total Isolado	Frequência (%)
Leite	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	9/32	28,2
	<i>Streptococcus spp</i>	1/32	3,1
	<i>Enterobacter spp</i>	9/32	28,2
	<i>Alcaligenes fecalis</i>	2/32	6,3
	<i>Pseudomonas spp</i>	3/32	9,4
	<i>Staphylococcus aureus</i>	7/32	21,7
	<i>Citrobacter</i>	1/32	3,1
Pool de lesões de pele de cão	<i>Staphylococcus aureus</i>	1/1	100
Swab de ouvido	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	2/11	18,2
	<i>Pseudomonas spp</i>	1/11	9
	<i>Enterobacter spp</i>	1/11	9
	<i>Staphylococcus aureus</i>	5/11	45,6
	<i>Proteus spp</i>	2/11	18,2
Swab retal/cloacal	<i>Enterobacter spp</i>	1/1	100
Urina	<i>Enterobacter spp</i>	1/3	33,3
	<i>Pseudomonas spp</i>	1/3	33,3
	<i>Escherichia coli</i>	1/3	33,4

Ainda foram realizadas análises de *pool* de órgãos de aves provenientes de proprietários particulares e de granjas para pesquisa de bactérias que causaram danos aos animais e prejuízos econômicos, além também do processamento de amostras de ração de granjas avícolas, camas de frango e materiais como *swab* de caminhão, piso, lavajato, motorista, propés, silo, carroceria do caminhão, de colaboradores da empresa, do misturador da granja avícola para pesquisa de *Salmonella* com o acompanhamento da doutoranda médica veterinária responsável Doutora Dunya Mara Cardoso e também da aluna de iniciação científica Mohana Dias, além da rotina laboratorial que serão descritas detalhadamente nos próximos tópicos.

2.1. RECEPÇÃO DAS AMOSTRAS E CONFECÇÃO DE LAUDOS

As amostras eram recebidas durante todo o expediente normal, e recepcionadas com o preenchimento da folha de recepção, dependendo da finalidade dos exames solicitados. Para realização de necropsias com exames que se fizessem necessários como, por exemplo, cultura, teste de susceptibilidade a antibióticos, histopatológico, entre outros constavam dados referentes à propriedade ou origem da amostra, do proprietário, histórico, espécie, quantidade de animais, e demais informações relevantes segundo demonstrado no Anexo 1, (ficha de atendimento aos produtores avícolas). Já as demais amostras recebidas (urina, leite, *swabs*) eram recepcionadas e anotadas no caderno de dados do laboratório no qual constam tipo de exame pedido, proprietário, tipo de amostra, data do recebimento (Anexo 2).

No laboratório são recebidas amostras como: urina, leite, *swab* de ouvido, retal, cloacal, de pele, animal vivo, amostras de ração, ingredientes de ração, cama de frango e outros. As amostras eram processadas imediatamente.

Após a conclusão das análises eram liberados os resultados para confecção dos laudos, estes eram feitos na recepção do laboratório de bacteriologia da EVZ/UFG.

Nos laudos de necropsias eram colocados os dados do proprietário, o material recebido, e os resultados que incluía o exame clínico, os achados anatomopatológicos, os testes sorológicos e a conclusão (Anexo 3). Já os laudos de culturas e antibiogramas eram emitidos conjuntamente contendo dados do proprietário e animal, natureza do exame, material coletado, o método utilizado e os respectivos resultados (Anexo 4).

2.2. PESQUISA DE *SALMONELLA* sp. EM SUBPRODUTOS EMPREGADOS NA PRODUÇÃO DE RAÇÃO DESTINADAS A FRANGOS DE CORTE

Salmonella sp. é um micro-organismo Gram-negativo, aeróbico, fermentativo, oxidase negativa e catalase positiva. O micro-organismo pode estar presente no solo e contaminar matérias-primas como cereais e grãos de oleaginosas utilizados para formulações de ração animal (CARDOSO, 2008).

A maioria das citações na literatura demonstra o isolamento de *Salmonella* em farinhas de origem animal, em níveis oscilatórios, sendo encontrados, isolamentos em percentuais elevados. Experimentos de BERCHIERI (1989) assinalaram a presença de *Salmonella* em farinhas de origem animal ao nível de 96,7%, o que caracteriza que esses

ingredientes atuam como uma das principais vias introdutoras de *Salmonella* em granjas avícolas.

De acordo com BELLAVER (2009), sob a perspectiva da fabricação de rações, o fornecimento de ingredientes é à granel e em grandes quantidades; principalmente para grandes aviários, evidentemente havendo variações entre as indústrias ou entre as granjas. Todavia, de modo geral, o tempo para obter análises dos ingredientes e executar a formulação da dieta, é insuficiente, assumindo-se em muitos casos que a qualidade dos produtos. Uma solução segundo o autor seria implantar laboratórios nas indústrias para realizar a rotina de análises física sensoriais, química e biológica para o melhor conhecimento do ingrediente.

Foi possível o acompanhamento e processamento de 245 amostras de matérias-primas para ração destinada à alimentação de frangos de corte, para a detecção de *Salmonella* spp, incluindo ração pré-inicial, ração inicial, ração final, farelo de soja 46%, milho em grão farinha de carne a 42%, farinha de penas e sangue, farinha de vísceras e farinha de sangue bovina, sal comum para ração “big bag” e calcário calcítico. As amostras chegavam semanalmente. Devendo-se já deixar preparado os meios de cultura que seriam utilizados durante o processamento sendo estes respectivamente água peptonada, caldo Rappaport, caldo selenito, ágar Hektoen, ágar verde brilhante (VB), ágar xilose-lisina tergitol 4 (XLT4) e ágar nutriente.

O processamento era realizado de acordo com a Instrução Normativa nº 62 (BRASIL, 2003), seguindo algumas modificações. O ciclo do processamento iniciava-se com o recebimento das amostras como já descrito anteriormente, as amostras eram recebidas geralmente nas segundas-feiras, as quais eram devidamente identificadas no livro de registros específico do laboratório. Eram pesados 25g de cada amostra e depositados em recipientes de vidro esterilizados do tipo erlenmeyer, contendo 225 mL de água peptonada a 1% (Anexo 5). Os recipientes eram homogeneizados e incubados a $37 \pm 1^\circ\text{C}$ por 18-24h. Passado este período era transferido 1 mL desta solução para 9 mL de caldo Selenito Cistina (CS) e para 10 mL de caldo Rappaport Vassiliadis utilizados para o enriquecimento seletivo de *Salmonella*, estes também permaneciam em estufa a $37^\circ \pm 1^\circ\text{C}/24\text{h}$.

Com o auxílio de uma alça de platina, alíquotas eram plaqueadas por esgotamento em estrias para os meios seletivos Ágar xilose-lisina tergitol 4 (XLT4), Ágar Hektoen e Ágar verde brilhante (VB), sendo diversificados os meios, podendo ser repicados até 3 amostras em uma mesma placa de petri, tomando-se cuidado para não haver contaminação e então novamente eram incubados a $37 \pm 1^\circ\text{C}/24\text{h}$. Passado este período observava-se o aspecto

macroscópico das placas, verificando assim se houve crescimento bacteriano ou não e se houver qual aspecto das colônias formadas em cada meio presente.

O aspecto observado em casos suspeitos de *Salmonella* no meio Hektoen são colônias enegrecidas e a placa fica de coloração esverdeada; já no meio verde brilhante (VB) as colônias ficam transparentes/rosadas e o meio fica de coloração *pink*, e no meio xilose-lisina tergitol 4 (XLT4) as colônias sempre ficam negras independente da coloração do meio, podendo raramente as colônias neste meio ficarem transparentes sem produção de sulfeto de hidrogênio (H₂S) (Figura 3).

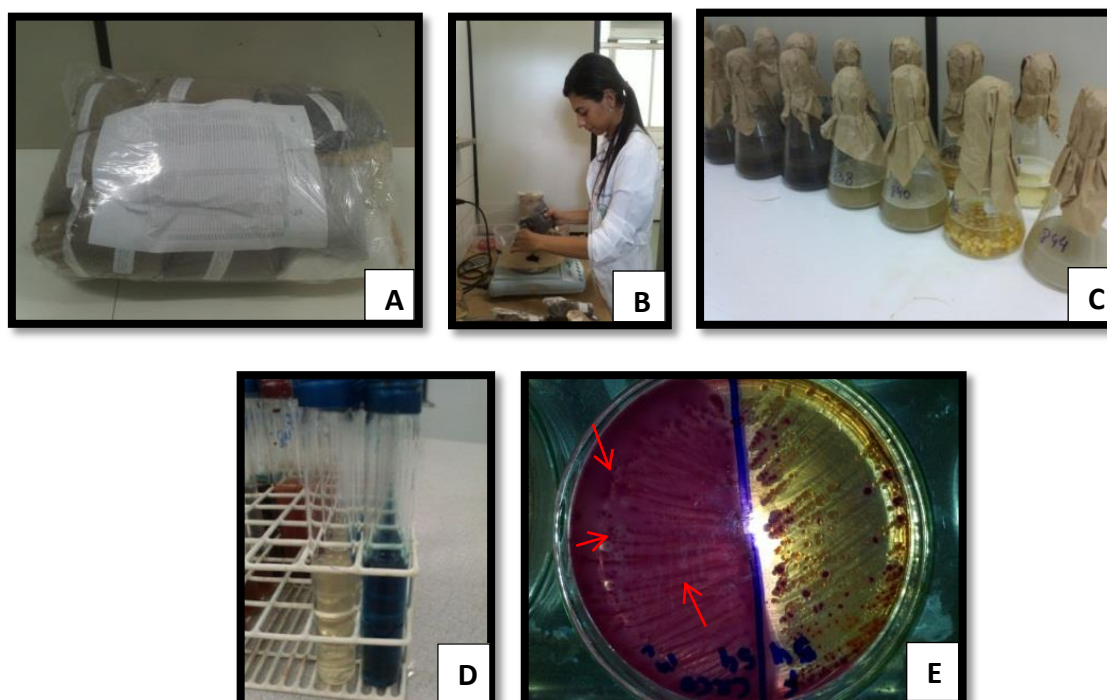


Figura 3. Processamento de matérias-primas para ração de frangos de corte: A) Amostra de matérias-primas; B) Primeira etapa: pesagem de 25 g da matéria-prima; C) Segunda etapa: Acrescentar as 25 g em 225 mL de água peptonada e colocar em estufa; D) Terceira etapa: Caldo selenito e caldo Rapapport; E) Suspeitas de *Salmonella* spp em meio verde brilhante (VB) meio de coloração *pink* e colônias rosadas.

As leituras eram feitas com a seleção de Unidades Formadoras de Colônias (UFC) com características morfológicas de *Salmonella* sp. Três a cinco UFC por placas eram transferidas por meio de uma alça de platina para tubos contendo *Triple Sugar Iron* (TSI), inoculando-as em dois terços do tubo e fazendo estrias no bisel do meio de cultura, assim prossegue para a incubação a $37 \pm 1^\circ\text{C}$ por 24 horas. As colônias, isoladas nos tubos de TSI que apresentavam crescimento sugestivo de *Salmonella* sp., amarelo/vermelho gás negativo, sulfeto de hidrogênio positivo (AVG- H₂S+) (Figura 4), eram submetidas às seguintes provas

bioquímicas: teste de urease, produção de indol, vermelho metila, lisina descarboxilase, teste do malonato e citrato de Simmons.

Se os resultados fossem Uréia negativa, indol positivo/negativo, vermelho metila (Vm) positivo, Citrato positivo, mas podendo algumas vezes ser negativo, Lisinas positivas e malonato negativo eram confirmadas o diagnóstico de *Salmonella* spp. (Figura 5). Quando as reações bioquímicas eram compatíveis com o patógeno, era feito um repique da colônia isolada em ágar nutriente (meio de manutenção), registrando a data e o tipo da matéria-prima para ser realizada a tipificação da bactéria na Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ- São Paulo).

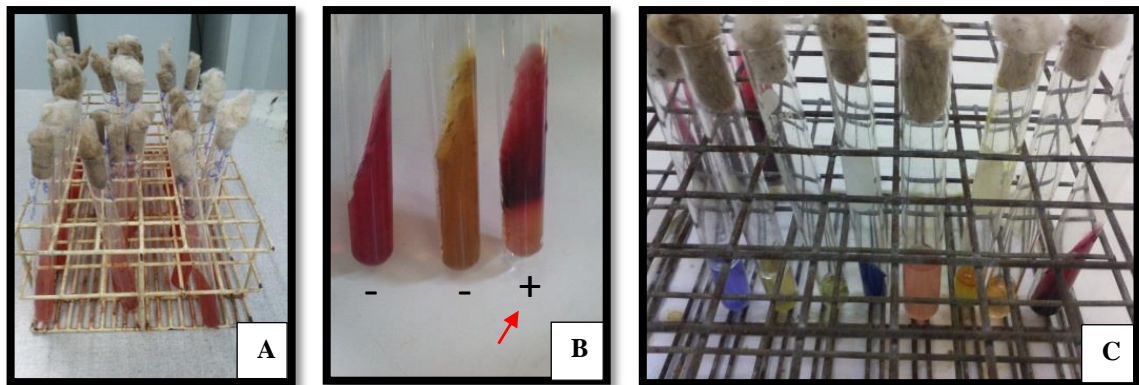


Figura 4. Processamento final de matérias-primas para ração de frangos de corte. A) TSI inoculado com as amostras; B) Sem crescimento (-) e crescimento sugestivo de *Salmonella* (+) (seta); C) Teste bioquímico do crescimento sugestivo para confirmação.

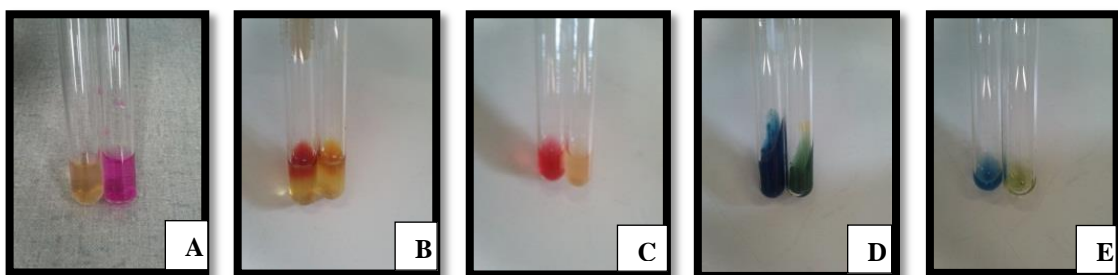


Figura 5. Resultados bioquímicos que podem ser obtidos para *Salmonella*. A) Uréia - ou +; B) Indol + ou -; C) Vm + ou -; D) Citrato + ou -; E) Malonato + ou -.

Das 245 amostras processadas e analisadas durante o período de estágio 25 foram positivas para pesquisa de algum sorogrupo de *Salmonella* (Tabela 4).

Tabela 4. Resultados analíticos das amostras de matérias-primas submetidas à cultura para detecção de *Salmonella* sp. no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia, durante estágio curricular supervisionado, no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia – GO.

Resultado	Nº de amostras	Frequência (%)
Ausência de Crescimento	44	17,96
Negativos para <i>Salmonella</i> spp	176	71,84
Positivo	25	10,20
TOTAL	245	100

ALBUQUERQUE (1999) analisou 136 amostras de ingredientes de rações, 43 amostras de rações prontas (sendo 5 destinadas à alimentação de suínos e 38 de aves) para *Salmonella* sp. e obtiveram altos níveis de contaminação para as farinhas de origem animal, segundo este, as rações de aves apresentaram menor percentual (2,63%) que para suínos (20%) quando comparados; talvez porque foram analisadas rações destinadas a aves reprodutoras, nas quais não foram usadas matérias-primas de origem animal.

Por outro lado, quando comparados aos dados obtidos durante as pesquisas de *Salmonella* sp. em subprodutos empregados na produção de ração destinados a frangos de corte, realizadas no período de estágio curricular supervisionado, observamos que das 245 amostra, 10,20% foram positivas para algum sorovar de *Salmonella* sp. o que indica que ainda há nas indústrias alto índice de contaminação de subprodutos para a ração , assim como a ração já fabricada.

CARDOSO (2008) analisou um total de 513 amostras, sendo que, em 60 (11,7%) foi constatada a presença de *Salmonella* sp.; no qual pode-se observar que a maior ocorrência foi em farinha de carne (31,66%) e farelo de soja (31,66%) e os restantes (36,68 %) foram para resíduo de soja, cascas para adicionamento, farelo peletizado de soja, farinha de vísceras, milho, cascas e vagem de soja.

Segundo os dados obtidos das análises realizadas no laboratório de Bacteriologia da EVZ/UFG foi possível observar maior ocorrência de *Salmonella* sp. em farinha de vísceras 19 (76%) e farinha de carne 4 (16%), e os outros 2 (8%) para farinha de pena e sangue e uma ração já preparada para machos.

Os resultados encontrados comprovam que a pesquisa da presença de *Salmonella* sp. em alimentos é essencial, a fim de prevenir o ciclo de contaminação de produtos da alimentação animal, e conseqüentemente humana.

2.3. CONTAGEM DE ENTEROBACTERIACEAE EM CAMAS DE FRANGO

A cama de aviário é uma cobertura que varia de 5 a 10 cm de espessura disposta sobre o piso do galpão, que utiliza diversos materiais, como por exemplo, serragem ou maravalha de pinus, eucalipto, madeira de lei, casca de arroz, bagaço de cana, sabugo de milho ou palha podendo ser renovada a cada ciclo de produção ou reutilizada em até seis lotes (OLIVEIRA et al., 2003). No entanto, a reutilização da cama em lotes sucessivos dificulta a desinfecção do ambiente alterando a qualidade microbiológica do sistema de produção (WALTER, 2000).

Este fator pode contribuir para a prevalência de micro-organismos no ambiente, como a *Salmonella* spp., por esta razão, faz-se necessário desenvolver e programar produtos que reduzam a contaminação dos animais e alimentos consumidos pelo homem; neste sentido, várias substâncias têm sido adicionadas na cama de aviário tentando melhorar sua qualidade microbiológica, tais como, cal apagada ou extinta que é o hidróxido de cálcio Ca(OH)_2 obtido pela reação de cal virgem com a água, sulfato de alumínio, bissulfeto de sódio, gesso agrícola - $\text{CaSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ e *Bacillus subtilis* (ROLL, 2008).

Durante o período de estágio curricular supervisionado foram recebidas 6 amostras de camas de frango já tratadas para análise de enterobacteriaceae, no qual a finalidade foi descobrir se a implementação do produto (não mencionado pela empresa) estava sendo eficaz na redução da contaminação dos animais e subsequente também de seus produtos (Figura 6).

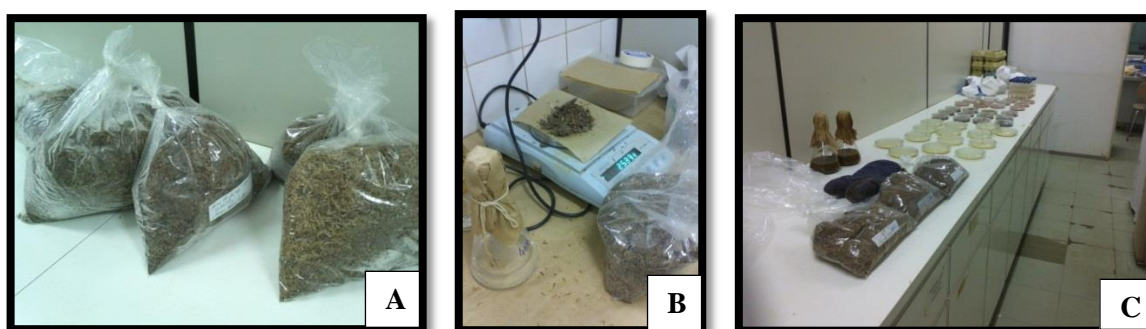


Figura 6. Preparo para análise de Enterobacteriaceae em camas de frango. A) Amostras; B) Pesagem de aproximadamente 25 g das amostras; C) Preparo dos meios de culturas utilizados.

O processamento para camas de frango assemelha-se muito com a atividade descrita anteriormente, sendo que a análise principal é para *Salmonella* spp. Porém, há algumas modificações nas análises que serão descritas a seguir.

Diferentemente da análise de subprodutos a cama de frango é feita com solução salina ao invés de água peptonada. O primeiro passo foi deixar a solução salina devidamente preparada sendo 8,5g de cloreto de sódio para cada 1000 mL de água destilada, seguindo para

distribuição em erlemeyer 225 mL e esterilização, logo distribuí-se também 9 mL em tubos com rosca. O segundo passo foi homogeneizar as amostras de cama de frango e pesar 25g adicionando-nos 225 mL de solução salina. O terceiro passo, realizar diluição seriada pipetando 1 mL e passar para os 9 mL de solução estando devidamente auto clavados; homogeneíza e dilui passando de 1 em 1 mL para os demais tubos, sendo que a concentração será de 10^{-1} até 10^{-10} . O quarto passo foi acrescentar as alíquotas, sendo distribuídas 0,1 mL das amostras diluídas em ágar MacConkey e ágar eosina *blue* esfregando com a parte inferior de um tubo estéril, após estar bem distribuído nas placas com ágar coloca-os em estufa a $37^{\circ} \pm 1^{\circ}\text{C}$ por 24 horas.

Após estes passos realizou-se a leitura das placas e contagem de colônias. As colônias suspeitas de *Salmonella* eram pescadas e passadas para o meio *Triple Sugar Iron* (TSI), e assim permanecia em estufa a $37^{\circ} \pm 1^{\circ}\text{C}$ por 24 horas para que em seguida fosse realizada a parte bioquímica e então leitura e confirmação de resultado.

Conclui-se que apesar de haver crescimento bacteriano, a quantidade era insignificante o que demonstra eficiência no tratamento das camas deste aviário. FUKAYAMA (2008) analisou as características qualitativas e quantitativas das camas de frango e conclui que com a reutilização de cama é possível igualar ou diminuir os custos com a aquisição de nova cama, além de aumentar a quantidade de nutrientes para ser utilizada como biofertilizante na agricultura e estabilizar ou diminuir o impacto ambiental com a produção de cama por ave produzida. Isto demonstra a importância, portanto, do tratamento e utilização de cama de frango.

2.4. ANÁLISE DE *SALMONELLA* DE SWABS DE CLOACAS EM TARTARUGAS

As amostras de *swabs* de tartarugas foram coletadas no departamento de piscicultura da escola de Agronomia da Universidade Federal de Goiás (UFG), sendo aproximadamente um total de cinquenta animais, no qual foram coletadas aleatoriamente vinte amostras, acondicionadas em “stowmachers” devidamente lacrados e enviados para análise em laboratório. A finalidade era detecção de *Salmonella* spp para que pudessem libertar os animais em seu habitat natural (Figura 7). De acordo com VASCONCELLOS (2001), algumas espécies de *salmonelas* parecem ser um componente normal da microbiota intestinal dos répteis e destas algumas são altamente invasivas e virulentas para o homem.



Figura 7. Respectivamente: Setor de piscicultura; Separação aleatória de tartarugas; *swab* cloacal.

A prevalência de *salmonelas* em répteis é igual ou superior a 90% e inclui sorotipos variados tais como: java, stanley, marina, poona, pomona e chamaleon, raramente encontrados em seres humanos, mas também podem albergar a *Salmonella enteritidis* Typhimurium, principal responsável por surtos de toxinfecções alimentares.

Segundo WARWICK (2001) há registros epidemiológicos nos Estados Unidos que apresentam uma cifra de 280.000 casos/ano o que ressalta a magnitude do problema em termos de Saúde Pública. Portanto, como a intenção era de devolver os animais ao seu habitat natural foram solicitados os exames para detecção de *Salmonella*.

A análise para *Salmonella* foi igual às descritas nos itens anteriores referentes as pesquisas desse agente, portanto em caso de *swabs* estes eram colocados em “stowmachers” no lugar de usar erlemeyers. Mas, o procedimento é o mesmo descrito no item 2..

Das 20 amostras obtidas foram feitos 2 pools contendo 10 amostras cada. O resultado mostrou que foram positivos. Portanto como algumas *Salmonellas* fazem parte da microbiota natural das tartarugas e o laboratório de bacteriologia não realiza tipificação, guardou-se amostra em ágar nutriente e foi enviado para a Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ-São Paulo) onde será tipificado, e até o término do estágio estava-se aguardando os resultados finais.

2.5. PROCESSAMENTO BACTERIOLÓGICO DE LEITE CRU REFRIGERADO E LEITE DE TANQUES COLETADOS E COM SUSPEITA DE MASTITE

Segundo a Instrução Normativa 51 (IN 51) (BRASIL/MAPA, 2003) itens 2.1.1 e 2.1.2 do anexo IV, entende-se por Leite Cru Refrigerado, o produto oriundo da ordenha completa, ininterrupta, em condições de higiene, de vacas sadias, bem alimentadas e descansadas. O

leite de outras espécies deve denominar-se segundo a espécie da qual proceda; refrigerado e mantido nas temperaturas constantes da tabela 2 do Regulamento Técnico, transportado em carro-tanque isotérmico da propriedade rural para um Posto de Refrigeração de leite ou estabelecimento industrial adequado, para ser processado. Já o leite de tanque é o leite refrigerado cru armazenado em tanques de resfriamento.

As amostras de leite cru refrigerado, obtidas diretamente de vacas ordenhadas e de tanques, chegavam devidamente acondicionadas em temperatura e materiais adequados, fechadas/lacrado encaminhado por proprietários e interessados nas análises e eram catalogadas no livro de registros de cultura e antibiograma do laboratório.

O ciclo de processamento das amostras de leite no Laboratório de Bacteriologia compõe-se de quatro fases seguidas desta anterior de recebimento, que foram acompanhadas e conduzidas durante as atividades:

a) Plaqueamento e incubação

Logo após o registro, as amostras eram homogeneizadas por agitação manual com aproximadamente vinte movimentos de inversão. Com uma alça de platina, devidamente flambada no cone interno da chama do bico de Bunsen, cada amostra era semeada por meio da técnica de esgotamento em placas contendo ágar sangue de carneiro a 5% (concentração de sangue sobre o total de ágar base) e ágar MacConckey, ambos meios seletivos e diferenciadores de bactérias Gram-positivas e Gram-negativas, respectivamente. Aproximadamente 1 mL da amostra de leite era colocada em tubo de ensaio contendo meio pré-enriquecedor Tioglicolato. As placas e os tubos de ensaio eram incubados a $37 \pm 1^\circ\text{C}/24\text{h}$. O restante das amostras era congelado e armazenado até o término de todo o ciclo do exame, com descarte somente após o resultado do antibiograma respectivo.

b) Isolamento das Unidades Formadoras de Colônias (UFC)

O crescimento bacteriano era analisado segundo o seu aspecto macroscópico e, depois de descartada a hipótese de crescimento de contaminantes de acordo com seu aspecto morfológico característico, era selecionada uma Unidade Formadora de Colônia (UFC), que era semeada em meio sólido inclinado *Triple Sugar Iron* (TSI) por meio de uma alça de platina, inoculando-a em uma profundidade de dois terços do meio e fazendo estrias no bisel do ágar. Os tubos eram incubados em estufa a $37 \pm 1^\circ\text{C}/24\text{h}$. Quando a placa de ágar sangue

ou McConkey não apresentava nenhum crescimento, era feito um segundo repique, utilizando a alça de platina devidamente flambada para colher uma amostra da mistura pré-enriquecida com Tioglicolato e semeá-la na placa pela técnica de esgotamento.

c) Caracterização do *Triple Sugar Iron* (TSI) e provas bioquímicas

Após a incubação por 24 horas, analisava-se o aspecto do TSI para seguir a etapa das provas bioquímicas. Nestas eram efetuados testes bioquímicos já descritos no item 2.3. para as bactérias que produzissem as seguintes alterações no TSI: amarelo com formação de gás, coloração base rosa/ápice amarelo, ou inalterado. Para o TSI de coloração amarelo e sem a formação de gás eram realizados o teste de manitol e a prova da catalase.

Foram analisadas 25 amostras durante o período de estágio curricular supervisionado, sendo que destas algumas mostraram ter mais que um micro-organismos e também observou-se durante o processamento algumas amostras que já chegaram contaminadas conforme os resultados abaixo (Figura 8).

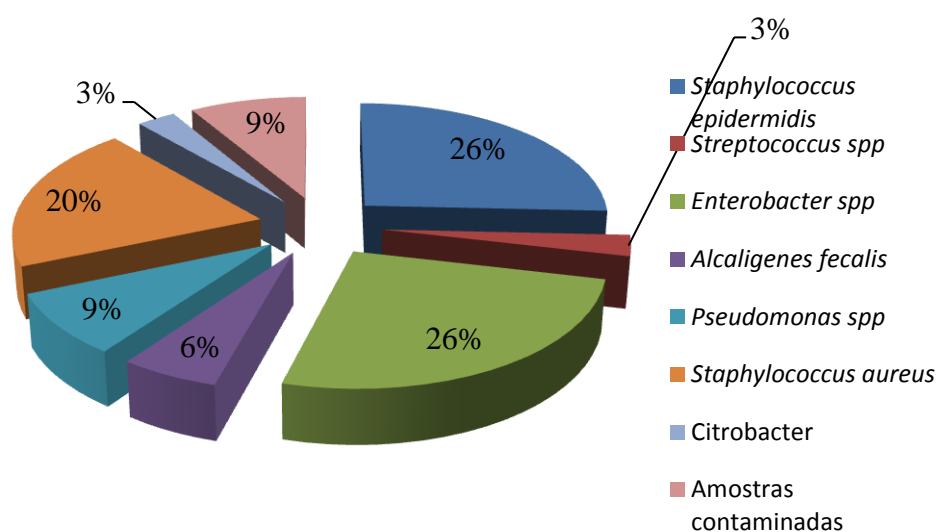


Figura 8. Frequência de micro-organismos obtidos nas amostras analisadas durante o período de estágio curricular supervisionado no período de 17 de outubro a 20 de dezembro de 2013, Goiânia-Go.

O objetivo dessas análises, é que este e seus derivados são produtos essenciais na alimentação da população mundial e a demanda por produtos de qualidade nutricional e inócuos a saúde tem crescido de maneira bastante incisiva nos tempos atuais. Para atender às exigências do mercado e tornar a produção rentável, tem-se buscado um melhor rendimento médio de leite por vaca como um dos fatores para atender tal objetivo, entretanto apesar do

contínuo crescimento do cenário nacional da produção de leite, a mastite continua sendo um dos principais problemas a onerar a pecuária leiteira, além dos potenciais impactos na saúde pública, evidenciados por meio da veiculação de patógenos causadores de doenças no homem. Assim, apesar de intensas pesquisas ao longo das décadas a mastite continua sendo o maior causador de perdas econômicas na área de produção de leite, relativas à diminuição do volume e qualidade do leite, se tornando um grande desafio para os produtores rurais.

De acordo com SANTOS; FONSECA (2007) existem três fatores principais que determinam a ocorrência da mastite: a resistência da vaca, o agente patogênico e o ambiente. Pode-se observar que o risco de adquirir a doença pode ser aumentado por fatores físicos, químicos e traumáticos. Portanto, a mastite pode ser classificada como uma doença multifatorial, que inclui o bovino como hospedeiro, os micro-organismos como agentes causais e o ambiente como fator que altera tanto as vacas quanto os micro-organismos (OVIEDO-BOYSO et al., 2007).

Segundo LANGONI (2013), o ser humano é um fator preponderante da cadeia epidemiológica da mastite, pois a obtenção do leite ocorre por meio dele, ressaltando o seu papel nos cuidados com os animais, manejo da ordenha e em todo o processo produtivo.

Além de ser a doença mais frequente dos animais destinados a produção leiteira, a mastite desencadeia diversas consequências como diminuição da produção, menor rendimento na produção de derivados lácteos, diminuição do tempo de prateleira do produto, custos com medicamentos, gastos com serviços profissionais, descarte do leite durante o tratamento e período de carência, possibilidade de perda do teto e descarte do animal que se torna improdutivo (SOUZA, 2010).

De acordo com a intensidade do processo e a forma de evolução, a mastite tem sido classificada como clínica ou subclínica. A mastite clínica caracteriza-se por alterações visíveis na mama e/ou no leite, apresentando quartos mamários inchados, quentes, avermelhados e doloridos (o animal reage ao toque) (PÁDUA, 2001). Estes sintomas podem ser ou não acompanhados de alterações das características do leite, descoloração, presença de grumos, pus ou sangue já, por outro lado, a mastite subclínica torna-se mais difícil de ser detectada uma vez que o quarto mamário e o leite estão aparentemente normais (RODRIGUES, 2009).

Estima-se que para cada caso de mastite clínica existem pelo menos vinte outros casos de mastite subclínica. Contudo, a mastite subclínica pode ser considerada, em todo o mundo, como a principal doença que afeta o gado leiteiro e também aquela que causa as maiores perdas econômicas na exploração leiteira assim, a detecção de casos subclínicos é de

fundamental importância sendo, no entanto, identificados através de testes específicos (CORREA, 2000).

De acordo com o tipo de agente causador, a mastite pode ser classificada ainda como ambiental ou contagiosa. A mastite contagiosa caracteriza-se por ser uma infecção causada por micro-organismos que estão presentes, preferencialmente, no interior da glândula mamária e na pele dos tetos. Os principais agentes contagiosos são *Staphylococcus aureus* e *Streptococcus agalactiae*. A mastite ambiental é causada por agentes cujo habitat é o ambiente em que a vaca vive, incluindo o excesso de esterco, urina, barro, entre outros elementos.

Como podemos observar nos dados obtidos durante o período de estágio curricular supervisionado houve uma elevada frequência de micro-organismos entre as amostras analisadas, indicando que se deve haver uma melhor orientação maior para os produtores a respeito da sanidade ambiental e animal bem como proceder diante dos casos e como prevenir. A maior porcentagem encontrada foi de *Staphylococcus epidermidis* (26%) e *Enterobacter* spp (26%). De acordo com OLIVEIRA et al. (2007), o *S. epidermidis*, juntamente com o *Staphylococcus aureus*, é o micro-organismo mais comumente isolado. A expressiva prevalência de *Enterobacter* spp. mostrou que muitas das infecções eram em decorrência da mastite ambiental. SANTOS & FONSECA (2007) citaram a bactéria *Enterobacter aerogenes* como um dos principais agentes do grupo de coliformes responsáveis pela contaminação da glândula mamária sendo que, o principal fator é a estação chuvosa se iniciar na época das respectivas análises, que também corrobora para justificar o diagnóstico da mastite ambiental e a frequência encontrada do agente.

CHAGAS (2012) avaliou a ocorrência de mastite bovina por *Staphylococcus* sp., *Streptococcus* sp. e *Candida* sp. em uma propriedade rural no município de Indianópolis, Minas Gerais, em 671 amostras de leite positivas; constatou-se a presença de *Staphylococcus aureus* (45,2% das estirpes), demais estafilococos coagulase positiva (10,2%), *Staphylococcus epidermidis* (9,4%), *Staphylococcus simulans* (5,8%), demais estafilococos coagulase negativo (15,3%), *Streptococcus agalactiae* (7,2%), demais *Streptococcus* sp. (5,1%) e leveduras (1,4%), concluindo então que existe grande necessidade de práticas adequadas de higienização e tomada de medidas profiláticas, a fim de reduzir a infecção dos animais por micro-organismos contagiosos e resistentes.

É importante ressaltar ainda os resultados de *Pseudomonas* spp. (9%), que remetem ao questionamento de como foram colhidas e armazenadas as amostras, por ser indicativo de contaminação ambiental.

2.5.1. Preparo de vacina para mastite

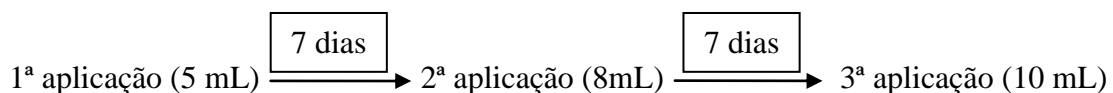
Durante as atividades desenvolvidas com o acompanhamento da rotina laboratorial e o auxílio da Médica Veterinária responsável pelo laboratório de bacteriologia, foi possível aprender a fabricar uma vacina a base de *Staphylococcus* para proprietários que obtinham vacas no seu rebanho com mastite, e cujo tratamento com antibióticos já não faziam mais efeito por já terem adquirido resistência.

A vacina foi elaborada a partir de cepas de *S. aureus* coagulase positiva, isoladas de casos de mastite subclínica das propriedades que solicitavam e foram inativadas com solução salina fenolada 0,5%.

Ingredientes: Solução Salina Fenolada 0,5% e 8,5 g de NaCl/ 1000 mL de água destilada.

Modo de preparo: Para cada 100 mL de salina usa-se 0,5% de fenol, ou seja, 99,5 de salina e 0,5 de fenol; em seguida levar ao banho Maria a 60° C por cerca de uma hora ou micro-ondas com potência 1.300 Watts (W), frequência 60 Hertz (Hz) e corrente de 6,7 amperes (o utilizado no laboratório de Bacteriologia da EVZ/UFG), por aproximadamente 10 minutos ou o tempo necessário para aquecer e destruir a parede celular das bactérias com conjunto processos de homogeneização. O material então fica em temperatura ambiente ou estufa a $37 \pm 1^\circ\text{C}/24\text{h}$. Após passados este período deve-se fazer o teste de esterilidade, semeando a amostra em ágar sangue de ovinos e incubando de 18 a 20 horas em estufa $37 \pm 1^\circ\text{C}/24\text{h}$. Obs: O micro-organismo com a solução é colocado em um erlemeyer contendo umas bolinhas de cristal que são capazes de destruir a parede celular da bactéria.

Se após o teste de esterilidade o resultado ainda for crescimento deve-se continuar o processo com novo tratamento, aquecendo em micro-ondas e incubando. Já se for negativo a vacina pode ser envasada (Figura 9). A vacina deve ser administrada em 3 doses por via subcutânea:



Proprietário:
Espécie:
Quantidade de doses:
Indicação: 5 ml subcutâneo, após 7 dias.
8 ml subcutâneo, após 7 dias.
10 ml subcutânea, após 7 dias.
Data de Fabricação:/..../....

Figura 9. Modelo de ficha de envasamento da vacina de *Staphylococcus aureus* preparada no Laboratório de Bacteriologia da Escola de Veterinária e Zootecnia, durante estágio curricular supervisionado.

2.5.2. Cultura e antibiograma/ Teste de susceptibilidade a antibióticos

A realização da técnica de cultura microbiológica (descrita no item 2.1.6.) realizada durante o estágio curricular constituiu-se em um método de diagnóstico das doenças no qual identifica as bactérias presentes no material enviado.

A técnica utilizada para amostras de leite eram cultivadas em meio ágar sangue de ovino e ágar MacConkey, e está de acordo com o citado por LANGONI (2013), que apresentou como ideal o exame microbiológico de leite utilizando estes meios. Assim, como a técnica de cultura para urina, *swab* de ouvido e *swab* de pele, no qual as amostras eram submetidas ao caldo tioglicolato seguida do ágar sangue e MacConkey. Sendo que, as amostras de urina eram diretamente colocadas nos ágar sangue e MacConkey para assim a realização do processo de semeadura na placa, os demais passavam primeiramente pelo caldo tioglicolato para em seguida serem semeados nos ágares. A cultura de órgãos de animais era submetida a outros meios, pois há uma vasta existência de micro-organismos que podem ser detectados nestes, sendo os meios usados no laboratório verde brilhante (VB), xilose-lisina tergitol 4 (XLT4), MacConkey e Hektoen; além disso estes não eram submetidos ao caldo tioglicolato, mais sim ao caldo Rappaport, selenito e algumas vezes ao *Brain Heart Infusion* (BHI) dependendo da suspeita.

O antibiograma é um teste que oferece como resultado padrões de resistência ou sensibilidade a vários antimicrobianos de uma amostra bacteriana específica. Os resultados do antibiograma são interpretados e usados para tomar decisões sobre o tratamento.

Para análises de cultura e antibiograma pode-se enviar qualquer material suspeito de contaminação bacteriana. Este é um método muito útil também na escolha da terapêutica em otites e outras infecções crônicas, como podem ser observadas durante o período do estágio.

Amostras de animais tratados recentemente com antibióticos têm pouco valor no isolamento de bactérias. É importante ressaltar que toda coleta deve ser feita de modo asséptico, evitando o aparecimento de micro-organismo contaminante.

A amostra chegava e era processada de acordo com cada tipo de amostra. Após ter passado pelo processo inicial e a bactéria ter sido isolada em meio *Triple Sugar Iron* (TSI), acrescentava-se cerca de 1 mL de meio Kasoy e com um *swab* esfregava-se por toda a região com crescimento bacteriano e eram então semeadas no meio ágar Müller Hinton até cobrir toda a placa, e em seguida, sempre próximo ao bico de Bunsen eram adicionados os discos, referentes a cada amostra, o método usado para realização do antibiograma no laboratório de bacteriologia da Universidade Federal de Goiás (UFG) baseou-se na difusão do antimicrobiano a partir de discos colocados sobre a camada de ágar. Cada amostra tem os antibióticos de maior ação. Para a urina eram utilizados Gentamicina (Gen), Ciprofloxacino (Cip), Doxiciclina (Dox), Neomicina (Neo), Ampicilina (Amp), Amoxicilina + ácido clavulônico (Amc), Ceftiofour (Ctf), Oxitetraciclina (Ot), Sulfonamida (Sul); para o leite testava-se a Cip, Penicilina (Pen), Amp, Cefquinone (Ceq), Neo, Sul, Gen, Amc, Dox, Cefalexina (Cef); para o *swab* de ouvido testava-se Enrofloxacin (Enro), Cloranfenicol (Clo), Polimixina (Pol), Cip, Neo, Gen, Amc; para órgãos de aves os testados eram Trimetropim (Trim), Sul, Dox, Ox, Tet, Enro, Cip, Amo, Amp (Figura 10). As placas repicadas e com os discos eram incubadas em estufa a $37 \pm 1^\circ\text{C}$, por 18-24 hrs. Após este período a leitura já podia ser realizada.



Figura 10. Teste de resistência a antibióticos. A) Semeadura da amostra podendo ser observadas em estrias na placa e difusão dos discos contendo antimicrobianos; B) Procedimento sempre próximo ao bico de Bunsen; C) Exemplo de alguns antimicrobianos a serem testados.

Cada bactéria tem formação de um halo entorno do disco de antibiótico e estes são comparados segundo dados de referência obtidos nos cadernos do laboratório de

bacteriologia, podendo ser resistentes, intermediários ou sensíveis aos antimicrobianos testados. Este é medido com uma régua e comparado aos dados referentes (Anexo 6).

Segundo BRITO (2009), o antimicrobiano impregnado em um disco de papel de filtro, quando colocado sobre o meio de cultura inoculado com a suspensão bacteriana, difunde-se, formando um gradiente de concentração, no qual a velocidade de difusão é produto da interação entre as moléculas do agente antimicrobiano e o meio, portanto, o teste pode ser influenciado pela quantidade do antimicrobiano nos discos, densidade do gel de ágar, difusibilidade do agente em solução aquosa, força iônica da composição do meio de cultura e profundidade do ágar (este é um processo dinâmico, à medida que a incubação prossegue, o gradiente de concentração se altera e ao mesmo tempo acontece a multiplicação bacteriana).

A zona de inibição do crescimento bacteriano que resulta é diretamente proporcional à susceptibilidade do micro-organismo, desde que todas as variáveis que afetam a difusão da droga sejam mantidas constantes. A concentração do inóculo também é uma variável que afeta a zona de inibição sendo que, com inóculos mais concentrados, há maior chance de haver crescimento visível antes que o antimicrobiano possa se difundir ao redor do disco. Se o inóculo é pouco concentrado, ocorre o contrário. Desse modo, para se obter resultados confiáveis no teste de difusão em ágar, é muito importante que os detalhes técnicos deste procedimento sejam cuidadosamente padronizados e controlados (BRITO, 2009).

O teste de susceptibilidade a antimicrobianos realizados como parte da técnica do exame microbiológico das amostras (como do leite mastítico, da urina, da pele, de órgãos de animais provenientes de necropsias, *swabs* de ouvido, *swab* retal) foi de fundamental importância para o combate das enfermidades.

Pode-se observar o antibiograma é de extrema importância, principalmente para amostras de leite mastítico, que de acordo com OLIVEIRA et al. (2007) ponderaram que a redução dos índices de mastite em rebanhos leiteiros sem um teste eficiente de sensibilidade *in vitro* se torna bastante difícil.

2.6. PARTICIPAÇÃO EM MINI-CURSO DO NÚCLEO DE APOIO A SAÚDE FAMILIAR - NASF

Outra atividade cujo acompanhamento foi possibilitado durante a realização do estágio, foi à participação, como ouvinte, do Encontro Estadual sobre Atuação do Médico Veterinário no Núcleo de Apoio a Saúde da Família- NASF, realizado no dia 29 de novembro de 2013, no qual teve duração de 8 horas (Anexo 7). O curso, coordenado pela Comissão

estadual de saúde pública, realizou-se no Conselho Regional de Medicina Veterinária de Goiás, localizado em Goiânia. Houve palestras durante todo o dia, podendo esclarecer sobre o programa Núcleo de Apoio a saúde familiar (NASF), ainda recente no âmbito da medicina veterinária, bem como também o papel do médico veterinário dentro do NASF conciliando com o Sistema Unificado de Saúde (SUS), a saúde pública, a epidemiologia, o papel do médico veterinário ainda na vigilância, controle de zoonoses e controle sanitário.

NASF foi criado por meio da portaria GM/MS nº154, de 24 de janeiro de 2008, e reformulado pela portaria GM/MS nº 2.488, de 21 de outubro de 2011, (que trata da Política Nacional de Atenção Básica do Ministério da Saúde), com o objetivo de ampliar a abrangência e o escopo das ações da atenção básica em saúde, bem como sua resolubilidade.

O NASF é constituído por equipes compostas por profissionais de diferentes áreas de conhecimento, que devem atuar de maneira integrada e apoiando os profissionais das Unidades de Atenção Básica, contribuindo para a integralidade do cuidado aos usuários do Sistema Único de Saúde (SUS), compartilhando as práticas e saberes em saúde, intervindo em problemas e necessidades, em termos sanitários e ambientais, dentro dos territórios sob responsabilidade dessas equipes.

Existem algumas ações que é próprio do médico veterinário nos territórios atendidos pelo NASF que são:

- a) Visitas domiciliares para o diagnóstico de riscos envolvendo o homem, animais e o ambiente.
- b) Prevenção, controle e diagnóstico situacional de riscos de doenças transmissíveis por animais vertebrados e/ou invertebrados (raiva, leptospirose, brucelose, tuberculose, leishmanioses, dengue, febre amarela, teníase/cisticercose, etc.), e outros fatores determinantes para o processo saúde e doença.
- c) Educação em saúde com foco na promoção, prevenção e controle de doenças de caráter antrozoário e demais riscos ambientais, incluindo desastres naturais e provocados pelo homem.
- d) Desenvolver ações educativas e de mobilização contínua da comunidade, relativas ao controle das doenças/agravos na área de abrangência, no uso e manejo adequado do território com vistas à relação saúde/ambiente (desmatamentos, uso indiscriminado de medicamentos veterinários, entre outros).
- e) Estudos e pesquisa em saúde pública que favoreçam a territorialidade e a qualificação da atenção.
- f) Cuidado com os resíduos sólidos.

- g) Ações de educação em saúde, nas escolas. Divulgação nos meios de comunicação e sensibilização às comunidades e sociedade organizada e não organizada.
- h) Prevenção e controle de doenças transmissíveis por alimentos.
- i) Dar respostas às emergências de saúde pública e eventos de potencial risco sanitário nacional de forma articulada com os setores responsáveis.
- j) Identificação e orientações sobre os riscos de contaminação por substâncias tóxicas (agrotóxicos, pesticidas e inseticidas de uso veterinário).

O apoio às equipes de saúde pode ocorrer através de discussão de casos específicos (prevenção e controle de doenças transmissíveis por alimentos, animais e alterações ambientais provocadas pelo homem e desastres naturais); visitas domiciliares sempre relacionadas às casuísticas que envolvam intersecções entre saúde animal e humano; orientações de caráter preventivo e auxílio em casos de acidentes com animais peçonhentos; identificar emergências epidemiológicas de potencial zoonótico, de modo contínuo e sistemático; participação em conjunto com todos os componentes da equipe de planejamento, monitoramento e avaliação das ações desenvolvidas pelo programa.

Quando se refere ao médico veterinário do NASF e a sua atuação no controle de zoonoses foi observado durante as palestras, que são necessárias para a identificação e controle de vetores e pragas do território e domicílios, identificação e controle de animais sinantrópicos e identificação e controle de animais peçonhentos.

Conclui-se que o médico veterinário do NASF, assim como todos os demais profissionais de atuação em comum neste programa devem conjuntamente identificar as atividades, ações e práticas a serem desenvolvidas em cada uma das áreas de responsabilidade; atuar de forma integrada e planejada nas atividades desenvolvidas; desenvolver coletivamente ações que se integrem a outras políticas como educação, transporte, cultura, trabalho, etc.; elaborar estratégias de comunicação e educação para divulgação e sensibilização das atividades do NASF e por fim elaborar projetos de doenças e promoção à saúde, por meio de discussões periódicas em equipe, realizando ações interdisciplinares e desenvolvendo a responsabilidade compartilhada.

2.7. LABORATÓRIO DE NECROPSIA: ANÁLISE ANATOMOPATOLÓGICA DE AVES, COLETA DE AMOSTRAS E PROCESSAMENTO LABORATORIAL

O laboratório de necropsia é uma dependência a parte do laboratório de bacteriologia, onde contém duas pias com torneiras, um freezer, material como sacos plásticos, seringas,

placas, formol, vidrarias; e também uma bancada com um bico de Bunsen e alguns bancos. Havendo também uma sala com gaiolas para o alojamento de aves. As necropsias eram realizadas nesta dependência, e somente os órgãos seguiam para processamento e análises no laboratório de Bacteriologia do Departamento de Medicina Veterinária (DMVP) da Universidade Federal de Goiás (UFG) e as carcaças dos animais seguiam para a câmara fria no laboratório de patologia para posterior incineração.

Os animais, eram recepcionados e em seguida iam para a sala de necropsia onde era observado o estado e sintomas do animal in vivo sendo registradas todas as alterações no caderno de aves (Figura 11). Também eram coletados sangue diretamente do coração ou pela veia ulnar (veia da asa) no qual deixava-se a seringa de coleta inclinada para obtenção do soro e posterior sorologia.



Figura 11: Aves em observação no setor de Medicina Veterinária Preventiva da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás.

A sorologia realizada era para *Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma synoviae* (Mycoplasmoses), *Salmonella enteritidis* Pullorum e *Salmonella enteritidis* Gallinarum (Pullorose) e era considerado positivo para algum destes se houvesse formação de grumos quando misturasse o soro de sangue da amostra do animal com o reagente (Figura 12). Todas as alterações eram devidamente registradas no caderno de aves.

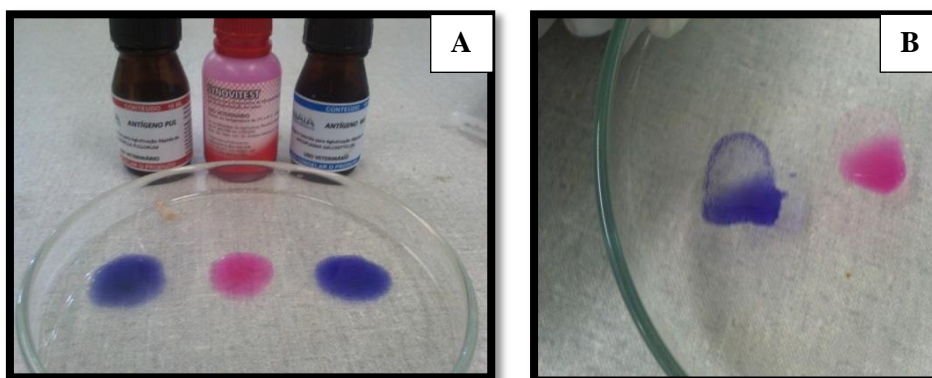


Figura 12. Demonstração dos testes sorológicos. A) Soros utilizados. B) Formação de grumo: Sorologia +.

Algumas das causas mais importantes de perda associada a doenças na produção de aves estão relacionadas à infecção pelo *Mycoplasma gallisepticum* (MG) e/ou *Mycoplasma synoviae* (MS) (MUÑOZ et al, 2014).

Segundo LEY et al. (1997), o *Mycoplasma gallisepticum* causa doenças preponderantemente nas aves domésticas ou naquelas de interesse econômico e já foi isolado em outras aves como, pássaros silvestres com conjuntivite, indicando capacidade de adaptar-se a outro hospedeiro. Os estágios de interação entre *Mycoplasma gallisepticum* e hospedeiro incluem uma série de eventos sequenciais: o primeiro contato não específico, a aderência específica aos receptores, a colonização e os danos subsequentes à célula. A aderência deste micro-organismo ocorre nas células epiteliais no trato respiratório do hospedeiro por meio de proteínas de adesão que é essencial para a colonização e infecção.

Uma vez que os micoplasmas não possuem parede celular, eles aderem-se diretamente à membrana da célula do hospedeiro (METTIFOGO, 2009). Os determinantes antigênicos encontram-se na membrana trilaminar, que serão capazes de estimular o sistema imune do hospedeiro e celular, bem como de funcionar como fatores tóxicos e mitogênicos (YAMAMOTO, 1990).

As manifestações clínicas deste agente etiológico são tosse, corrimento, descarga ocular e nasal, decréscimo no consumo de alimentação, retardo de crescimento e lotes desiguais, além de queda na produção de ovos e mortalidade variável (NASCIMENTO; PEREIRA, 2009). Em aves jovens, os sintomas podem se manifestar por uma ligeira conjuntivite e uma quantidade muito pequena de secreção nasal de natureza serosa, podendo haver colapso das pálpebras em função da secreção, além de também se ouvir ruídos respiratórios e as aves diminuírem o consumo de ração, com aumento da conversão alimentar (MENDES, 2004).

A enfermidade causada por *Mycoplasma synoviae* (MS) apresenta-se sob a forma subclínica que acomete preferencialmente sacos aéreos e usualmente associados à doença de Newcastle, bronquite infecciosas ou ambas, e raramente apresenta-se sob forma sistêmica, que resulta em sinovite exsudativa, tendinite ou bursite. Existem duas formas de doença clínica por MS: a forma articular e a respiratória, as quais podem ser agudas, mas normalmente são crônicas; na forma articular / sinovite nota-se o mesmo tipo de sinais clínicos em galinhas e perus, depressão, fraqueza, penas arrepiadas, retardo no crescimento, anemia (face e barbela pálidas) e edema das articulações, principalmente a tíbio-tarsial (KLEVEN, 2003).

A infecção via coxim plantar pode determinar um quadro de sinovite e forte resposta sorológica, enquanto que por aerossol (diretamente nos sacos aéreos e via intrasinus ou nasal) pode determinar uma infecção inaparente ou quadro de aerossaculite e/ou induzir fraca resposta sorológica (MACHADO, 2012). A infecção por MS, em aves domésticas, pode se manifestar por imunossupressão, levando a um aumento no coeficiente de mortalidade de cerca de 1% a 10%, quando comparado à mortalidade em aves livres de MS, além de provocar quadros de doença respiratória e queda na produção de ovos (NASCIMENTO, PEREIRA, 2009; MACHADO, 2012).

As perdas econômicas atribuídas às micoplasmoses, principalmente por MS, estão associadas à queda na postura e qualidade do ovo, à má eclodibilidade (altas taxas de mortalidade embrionária e refugos), à queda na eficiência alimentar, às altas taxas de mortalidade e condenação de carcaças nas aves de corte; e do alto custo com medicamentos e programas de controle, além do efeito sinérgico quando associados a outras doenças (NASCIMENTO et al., 2005).

A real prevalência da micoplasmose aviária por MS nas criações avícolas, bem como seus efeitos econômicos ainda são desconhecidos, devido a dificuldade na reprodução da doença e de diagnóstico, aliada à variação de virulência entre as diferentes cepas de MS (MACHADO, 2012). Conseqüentemente, o controle e a erradicação de MS têm sido negligenciados favorecendo sua disseminação, inclusive nos lotes das criações de aves alternativas.

Quanto a pullorose, é uma doença aguda que pode acometer as aves em qualquer idade, sendo comum em aves jovens, nas três primeiras semanas de vida; são bactérias bacilares Gram negativas, não possuem flagelos, portanto são imóveis, desprovidas de cápsula (NUNES, 2008). As aves afetadas se aglomeram próximo de uma fonte de calor, apresentam falta de apetite, parecem sonolentas e exibem fezes brancas emplastadas ao redor da cloaca (AIELLO, 2001). Os sobreviventes tornam-se frequentemente portadores assintomáticos, com a bactéria localizada no ovário.

Pintos provenientes de ovos infectados nascem com fraqueza e morrem logo após a eclosão (INOUE, 2005). Os sinais clínicos em pintos incluem sonolência, perda de apetite, fraqueza, respiração dificultada e arrepiamento das penas, retardo no crescimento, cabeça pesada, diarreia branca a branca amarelada, asas caídas e a morte pode ser súbita. Cegueira e claudicação são manifestações mais raramente observadas; normalmente os sobreviventes apresentam retardo no crescimento e problemas com empenamento. Em alguns casos não se observa morte antes dos cinco ou 10 dias após o nascimento (NUNES, 2008). Aves adultas

quando acometidas não apresentam claramente os sinais clínicos e sua manifestação inclui redução na produção de ovos, queda da fertilidade e, ocasionalmente, depressão, anorexia, diarreia e desidratação (INOUE, 2005). A transmissão da salmonelose pode ocorrer tanto por via vertical como horizontal (BENTES, 2011).

Portanto, o teste sorológico por aglutinação rápida em placa, realizada com um antígeno colorido como demonstrado na figura 11 é o método mais utilizado para a detecção de micoplasmose e pullorose. Esse teste é bastante prático e pode ser realizado no próprio galpão das granjas.

Juntamente com as salmoneloses, a micoplasmose é uma das doenças de maior significado econômico em galinhas para corte, uma vez que sua presença interfere no desempenho reprodutivo, prejudica a qualidade e aumenta a refugagem de pintos, provoca retardamento no crescimento de frangos de corte, depreciação e condenação de carcaças nos abatedouros, além de prejudicar a conversão alimentar (CUSTODIO, 1998).

Após a retirada do sangue das aves seguida pela sorologia dava-se então início a necropsia propriamente dita. O sacrifício que em sua maioria era com a insensibilização era realizado através da introdução de uma tesoura dentro do bico do animal seccionando assim a medula; a ave era imobilizada até que o sangramento cessasse, seguindo as normas de bem estar animal. Prosseguia-se com a análise anatomopatológica, retirando as penas do peito e fazendo um pique com a tesoura ao final da quilha esternal prolongando lateralmente até a articulação escapulo-umeral, sendo bilateral.

Conseguia-se observar todos os órgãos e com uma pinça e tesouras estéreis retirava-se coração, fragmento de fígado, baço, as tonsilas cecais, e algum outro órgão que tivesse alterações, colocando-os em placas de petri estéreis e seguidas para análise laboratorial (cultura e antibiograma). Abria-se todo o intestino para procura de parasitas. Também se realizava um corte longitudinal no bico e com os dedos pressionava os seios nasais devendo-se ter atenção que as características de secreção e o método de sacrifício. Era analisado também o nervo ciático, pois se houvesse estrias era pressuposto o diagnóstico de doença de Marek, no qual se fazia importante também neste momento a desarticulação da articulação coxofemoral e quebrar as patas dos animais para saber o grau de fragilidade óssea (Figura 13).

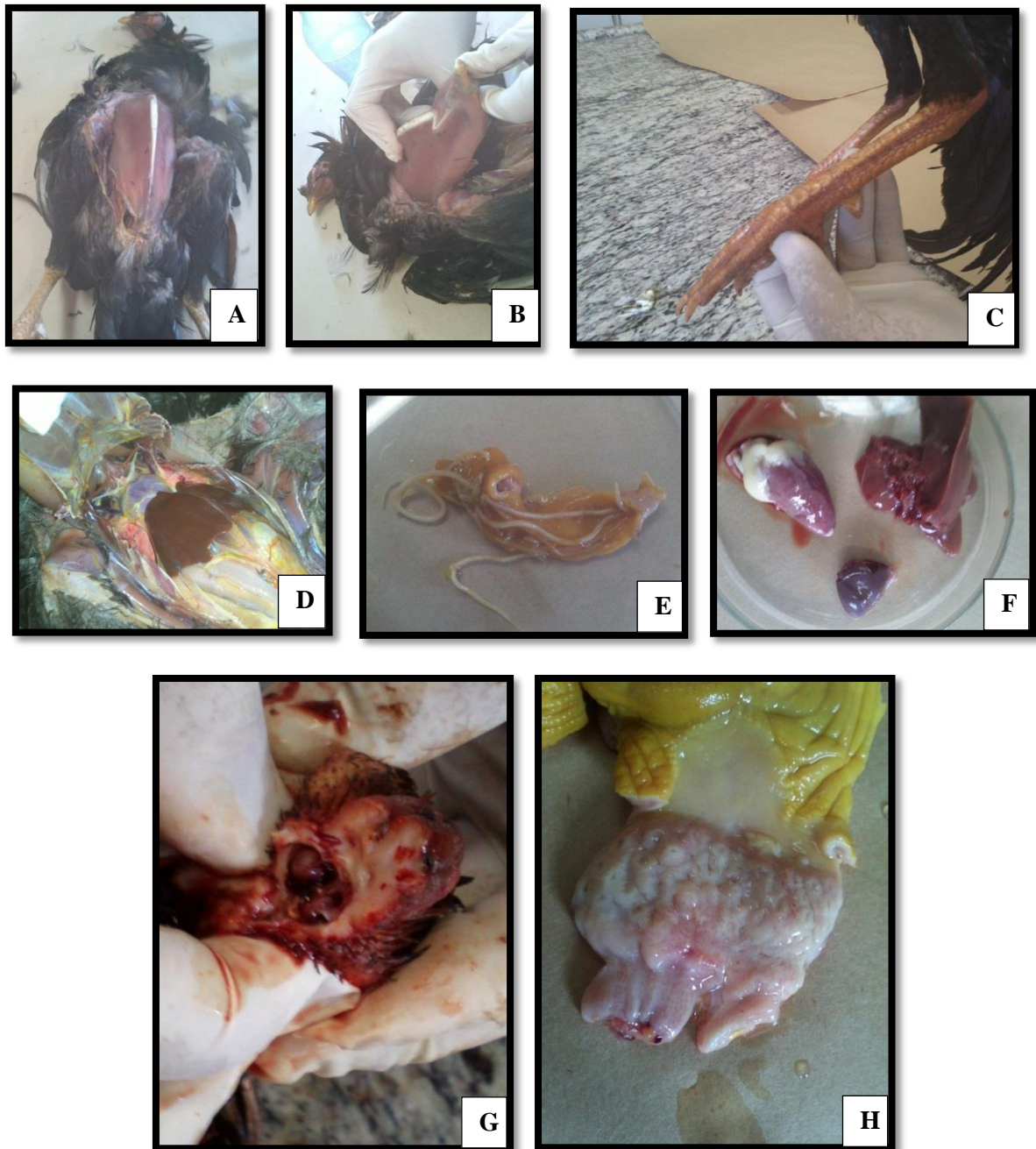


Figura 13. Procedimento da realização de necropsia e alguns achados obtidos de casos clínicos de aves. A) Retirada das penas e visualização. B) Fragilidade óssea do esterno. C) Fragilidade óssea das pernas, observar presença de crostas também nas patas, suspeita de sarna. D) Observação de toda cavidade torácica e abdominal. E) Presença de *Ascaridia galli* em porção do intestino jejuno. F) Coleta de órgãos, na imagem coração, fígado e baço. G) Corte longitudinal dos seis nasais para observação de secreção hemorrágica; ter atenção que este tipo de secreção pode ocorrer pelo tipo de sacrifício. H) Alterações em outros órgãos, glândulas epigástricas com tumores.

3. RELATO DE CASO

Durante o período de Estágio Curricular Supervisionado foram realizadas 33 necrópsias de aves, no qual 2 casos chamaram a atenção pelo quadro de severidade apresentado pelos animais.

3.1. AVES DIAGNOSTICADAS COM COCCIDIOSE, *ESCHERICHIA COLI* E *PSEUDOMONAS SP.*

O primeiro caso a ser descrito refere-se a necropsia de um pintinho e uma franga provenientes de uma mesma propriedade. O histórico que estes apresentavam era de extremidades frias, com apresentação de crostas na cabeça, lacrimamento do olho direito mantendo-o sempre fechado, diminuição da abertura do olho esquerdo, animais debilitados e caquéticos. Os principais achados de necropsia destes casos foram fragilidade óssea, esôfago dilatado, intestino com paredes espessas com alta infestação por *Ascaridia galli*, fezes hemorrágicas no ceco com parasitose de cestóideos, secreção esbranquiçada ocular, coração e fígado friável, problemas respiratórios e suspeita de coccidiose (Figura 14). Foram então solicitados os exames de cultura, antibiograma e OPG.

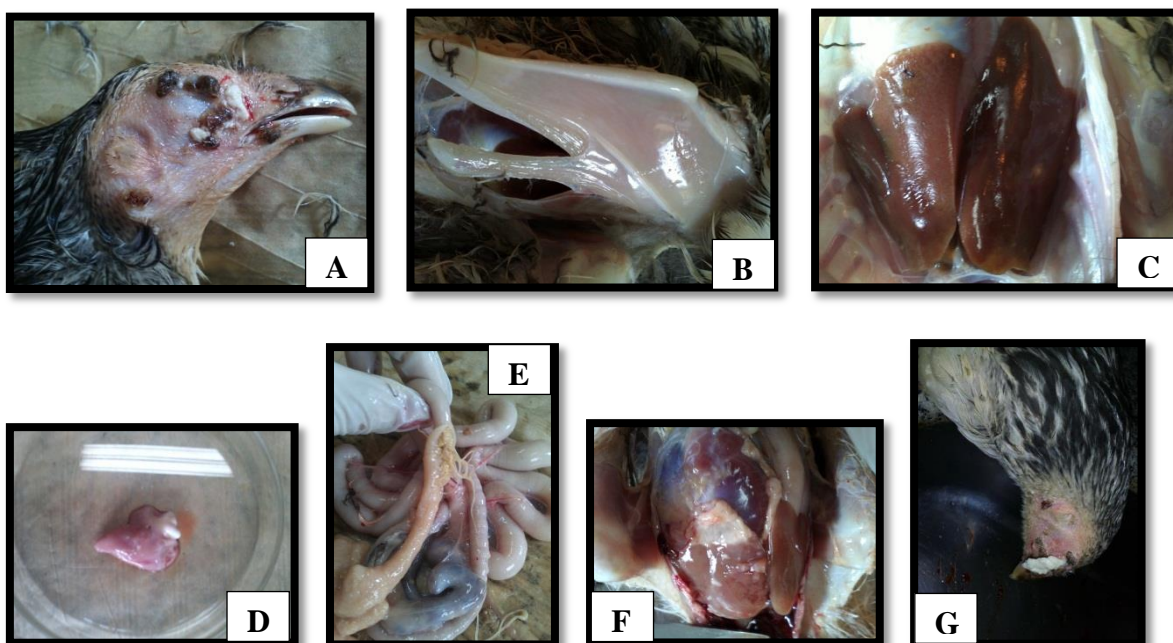


Figura 14. Principais achados anatomopatológicos. A) Crostas na cabeça de franga; B) Caquexia e palidez muscular; C) Fígado friável; D) Coração friável; E) Presença maciça de *Ascaridia galli*; F) Palidez de órgãos do pintinho, possível anemia severa; G) Secreção esbranquiçada ocular.

Após análise no ágar sangue, Macconkey associado ao TSI foi identificado *Escherichia coli* e *Pseudomonas* spp.

A *Escherichia coli* pertence à família *Enterobacteriaceae*, que estão amplamente distribuídos na natureza, sendo encontrados no solo, água, plantas e, como indica o nome da família, no trato intestinal de seres humanos e animais de produção ou companhia (HIRSH & ZEE, 2003; KONEMAN et al., 2008), sendo membros da microbiota comensal normal do Trato Gastrointestinal e causam infecções oportunistas.

De modo geral, as enterobactérias são os micro-organismos mais isolados de processos infecciosos, representando em torno de 70 a 80% das bactérias Gram-negativas isoladas em rotina de laboratório; o gênero *Escherichia* contém apenas uma espécie e, aproximadamente, mil tipos antigênicos sendo a espécie bacteriana mais comumente isolada nos laboratórios clínicos; além de ser um dos micro-organismos comumente envolvidos em septicemias por Gram-negativos e em choque induzido por endotoxinas (TRABULSI & ALTERTHUM, 2005; SILVA, 2011).

De acordo com SILVA (2011), a *Escherichia coli* é frequentemente fimbriada e produz colônias cor de rosa em ágar MacConkey, tendo reações bioquímicas características nos testes do IMViC, ou seja, teste de produção de indol e vermelho de metila positivos, teste de Voges-Proskauer e de utilização de citrato negativos; algumas linhagens de *E. coli*, podem possuir plasmídeo o que as torna produtora de ácido sulfúrico (H₂S) e também pode tornar-se uréase positivas.

Já a *Pseudomonas* sp é também uma bactéria Gram-negativa extremamente versátil, que possui distribuição mundial. Segundo QUEIROZ (2008), esta é normalmente encontrada em pequenas quantidades em culturas realizadas com as amostras de coana e cloaca de aves, entretanto, quando é encontrada fora do Trato Gastrointestinal ou da região coana/orofaringe pode-se tornar um perigoso agente patogênico. Surtos de infecção por *Pseudomonas aeruginosa* ocorrem normalmente quando o suprimento de água é contaminado por material orgânico, permitindo assim que a bactéria se desenvolva na água de beber das aves (BROWN, 2000). Aves imunossuprimidas ou que apresentem algum tipo de deficiência nutricional podem desenvolver um quadro de enterite catarral e hemorrágica, sendo que as aves acometidas podem apresentar espirros, secreção nasal, dispnéia, regurgitação, sonolência, automutilação e diarreia (QUEIROZ, 2008).

As bases testadas para estas aves no laboratório de bacteriologia foram Trim, Sul, Dox, Ox, Tet, Enro, Cip, Amo e Amp e o resultado do antibiograma mostrou resistência a todos.

Para pesquisa de oocistos de *Eimeria*, utilizou-se o teste de OPG com fezes coletados direto do ceco dos animais, no qual precisou-se de duas gramas de fezes para 28 mL de solução salina, homogeneizou com bastão de vidro e colocou na câmara de Mac Master. Em seguida observou-se no microscópio óptico biocular na objetiva de 100x. Esta técnica é quantitativa e pode-se observar uma presença maciça de *Eimeria* spp.

A *Eimeria* é um protozoário que vive naturalmente no intestino sem causar danos, mas em qualquer momento, por exemplo, por estresse, pode-se reproduzir rapidamente. Esses parasitas intracelulares multiplicam-se no intestino, causando destruição tecidual e prejudicando a digestão e a absorção dos alimentos, o que resulta em diarreia aquosa ou hemorrágica. A coccidiose determina danos nos tecidos intestinais e mudanças nas funções do trato intestinal, permitindo a colonização de vários agentes patogênicos e podem causar ainda sintomas como emagrecimento, caquexia, despigmentação da pele, depressão, dor abdominal, respiração acelerada e fezes com presença de muco (KAWAZOE, 2000).

A coccidiose em aves é uma infecção intestinal causada na maioria das vezes por espécies do gênero *Eimeria*. É considerada uma das doenças mais importantes na avicultura, gerando perdas de bilhões de dólares por ano em gastos com profilaxia (GALHA, et al. 2010).

3.2. QUADRO DE SEPTICEMIA E PARASITISMO GRAVE EM AVE DA RAÇA GARNIZÉ

O segundo caso a ser relatado mostrou grande importância no manejo sanitário das aves devido ao quadro de debilidade que o animal apresentava e o seu respectivo diagnóstico encontrado ao final do caso.

O animal era uma ave de estimação da raça garnizé e que habitava uma propriedade em Goiânia-GO, chamado de “Zezinho”. A ave chegou com um quadro reservado, revelando na anamnese dificuldade de locomoção e cauda caída, crista fria, cianótico, com repetitivos tremores nas patas, caquexia. O proprietário relatou ainda adipsia e anorexia. (Figura 15).



Figura 15. Quadro de debilitação, caquexia e palidez muscular do animal.

Durante a necropsia foi possível observar fragilidade óssea, alta presença de *Ascaridia galli* por toda a porção intestinal, além de céstodeos como *Raillietia*, palidez muscular generalizada, nematódeos no ceco (*Heterakis gallinarum*), um possível processo neoplásico na moela no qual foi coletado fragmento, colocado em formol a 10% e enviado para o setor de histopatologia e ainda alterações testiculares. Evidenciou-se uma camada espessa nas patas e o animal foi submetido a raspado para posterior avaliação (Figura 16).

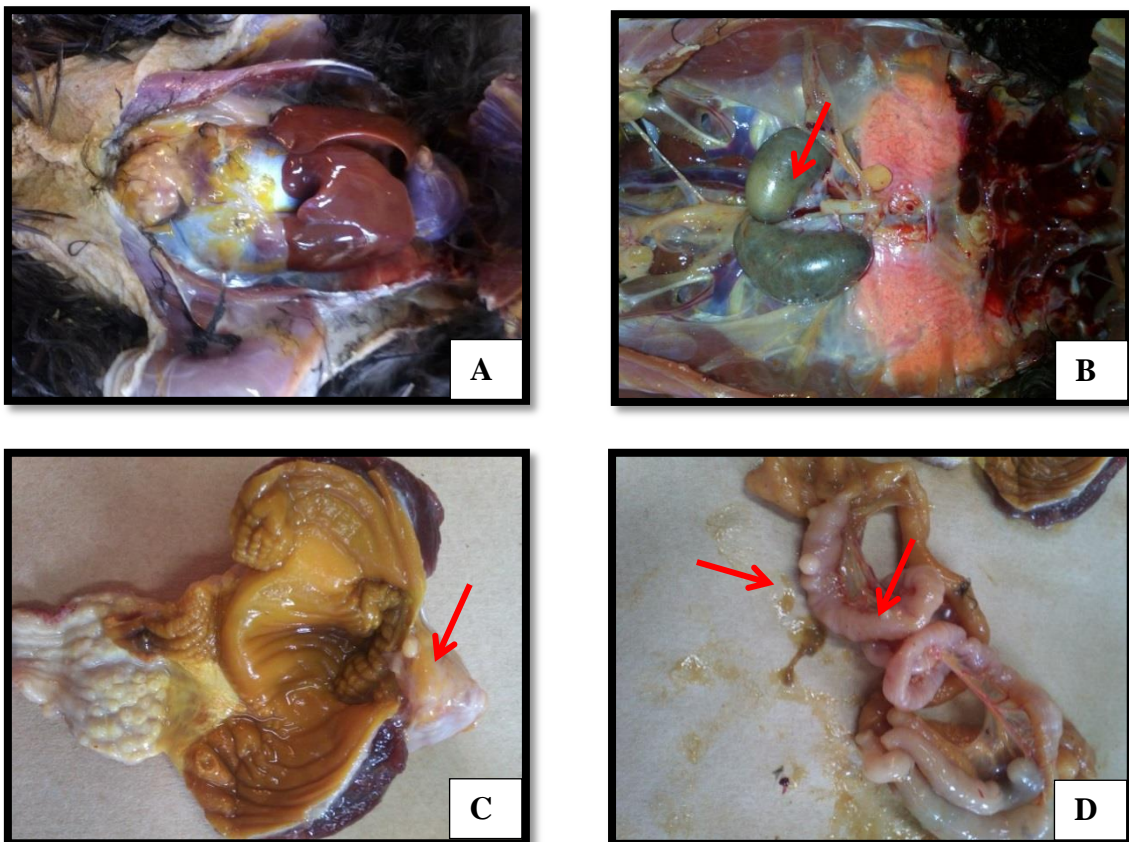


Figura 16. Principais alterações encontradas durante a necropsia. A) Vista da cavidade torácica e abdominal; B) Testículos aumentados; C) Possíveis processos neoplásicos na moela (seta); D) Nódulos nas porções intestinais (seta).

Os exames solicitados diante do quadro foram cultura, raspado de patas e histopatológico. Na cultura processo já descrito neste trabalho, obteve-se presença de *Enterobacter* spp, *Pseudomonas* spp e *Providência* spp.

De acordo com PRAXEDES (2012), diversas espécies de enterobactérias causam doenças que cursam com diarreia, entre as quais estaria a febre tifóide e a disenteria bacilar, sendo que bactérias da família *Enterobacteriaceae* são responsáveis por cerca de 50% das infecções nosocomiais, sendo mais frequentes as causadas por *Escherichia coli*, *Klebsiella* spp., *Enterobacter* spp., *Proteus* spp., *Providencia* spp., e *Serratia marsescens*.

Segundo HOLT et al. (1994), *Enterobacter* spp. são micro-organismos Gram-negativos, anaeróbios facultativos que fermentam glicose com produção de ácido e gás; os sorotipos possuem em sua maioria reação positiva no teste Voges-Proskauer e Citrato de Simmons, sendo negativas no teste Vermelho de Metila e lisina positiva, com exceção de *Enterobacter gergoviae*. Estão amplamente distribuídos na natureza, ocorrendo em água doce, solo, esgoto, plantas, vegetais, animais e fezes de seres humanos e esse gênero é composto por várias espécies, mais notavelmente *E. cloacae*, *E. sakazakii* (atual *Cronobacter sakazakii*), *E. aerogenes*, *E. agglomerans* e *E. gergoviae*, sendo estes patógenos oportunistas de queimaduras e feridas, causando também infecções do trato urinário e ocasionalmente septicemias e meningite (HOLT et al., 1994).

MOTTA (2008) realizou necropsias de aves com lassitude e inapetência seguida de morte ou vítima de morte súbita, no qual os animais apresentaram hemorragia e conteúdo alterado do saco vitelino, e focos de necrose no intestino delgado, um animal apresentou pleuropneumonia necrótica com corpos *psamomatosus* no parênquima pulmonar; as culturas a partir de diferentes amostras revelou a *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae*, *Serratia marcescens*, *Enterobacter agglomerans* e *Pseudomonas* cresceram em ágar cetrimide, sangue e MacConkey provenientes de fezes e de fragmentos de pulmões, fígado e mucosa intestinal e de conteúdo do saco vitelino; sugerindo um quadro de septicemias.

SILVA (2004) isolou alguns micro-organismos nos sistemas Bactray I e II no qual a *Escherichia coli* (57%), *Enterobacter sakazakii* (3%) e *Enterobacter cloacae* (13%) foram algumas delas; onde pode concluir-se que do ponto de vista sanitário as instalações das aves poedeiras eram boas e que o isolamento das bactérias poderia ser atribuído a alguns fatores extrínsecos não evidenciados, embora se tenha encontrado um percentual considerável de *Escherichia coli* (57%), que sugere que a água de abastecimento possa ser um dos fatores a

ser considerada, a contaminação da água é um dos principais fatores na prevalência da colibacilose aviária.

CAVALCANTI (2011) avaliou uma monitoria bacteriológica em codornas poedeiras, de linhagem italiana, no final do ciclo produtivo, no qual através da análise dos resultados, observou-se, de forma presuntiva, o isolamento de *Enterobacter* sp. (44% em swabs e 12% em fezes), *Citrobacter* sp. (17% em swabs e 14% em fezes), *Citrobacter* sp. + *Proteus mirabilis* (12 % swabs e 12% em fezes), *Salmonella* sp. (7% em swabs e 3% em fezes), *Proteus mirabilis* (3% em swabs e 9% em fezes), *Providencia* sp. (9% em fezes), *Enterobacter* sp. + *Citrobacter* sp. + *Proteus mirabilis* + *Providencia* sp. (8% em fezes), *Enterobacter* sp. + *Providencia* sp. (5% em swabs), no qual dentre as bactérias encontradas, as do gênero *Enterobacter* sp. apresentou-se como a mais presente, ocorrendo, portanto, uma condição de normalidade, já que trata-se de um agente comum à microflora intestinal das aves.

Conclui-se que a presença destas bactérias faz parte da condição normal do organismo do animal, mais quando em altas quantidades e em condições favoráveis com, por exemplo, a água que ele ingeria e o ambiente em que vivia comparado com outros autores mesmo em aves diferentes, foram fatores que podem ter levado ao quadro de debilidade do animal, seguido de prostração no qual gerou o quadro clínico severo.

O resultado do histopatológico recebido foi processo inflamatório granulomatoso sistêmico.

E o raspado das patas evidenciou-se presença de sarna *Knemidocoptes mutans* (Figura 17). Esta sarna pode ser considerada uma enfermidade de caráter relevante na rotina clínica aviária. De acordo com BRUNO & ALBUQUERQUE (2008), as condições estressantes do cativeiro, associadas a um manejo inadequado, contribuem para diminuir a resistência imunológica das aves e uma conseqüente exacerbação da transmissão da sarna knemidocóptica. GODOY, (2006) ressalta que a sarna causa lesões proliferativas, hiperqueratosas e aparência porosa, levando ao espessamento dos membros, podendo deformá-los e acarretar perdas de unhas e dedos das aves.



Figura 17. Visualização de Sarna knemidocóptica em microscopia óptica na objetiva de 40x.

Concluiu-se que a adoção de medidas profiláticas, como a limpeza diária do recinto e comedouros, o oferecimento de uma alimentação de qualidade, a quarentena para as aves recém-adquiridas, além de um bom enriquecimento ambiental, minimizam o estresse e oferecem um bom ambiente e vida para o animal.

4. CONSIDERAÇÕES FINAIS

As experiências adquiridas durante o estágio curricular supervisionado serviram como auxílio para assimilar os conteúdos da faculdade com o mercado de trabalho, permitindo comprovar na prática e ao mesmo tempo na teoria as atividades no Laboratório de Bacteriologia da EVZ/UFG que me proporcionaram aprendizado e maior capacitação na área laboratorial.

Pude ver que os diversos programas que permeiam os setores da sanidade dos animais, higiene e saúde pública e da inspeção de vários produtos de origem animal e de insumos agropecuários só terão êxito se estiverem baseados em regras e normas eficientes que definam as condutas que devem ser adotadas seguindo sempre a regulamentação.

Os métodos de diagnóstico de doenças são de extrema importância tanto para a sanidade animal quanto para a saúde pública. Doenças que muitas vezes diminuem o desempenho produtivo dos animais ou mesmo comprometem o bem-estar de animais, assim também afetam os produtores e os seres humanos.

Neste contexto o estágio curricular obrigatório possibilitou a inserção do graduando na prática profissional de Laboratório de Sanidade Animal, pois foi possível manter contato com técnicas de diagnóstico aplicadas à Medicina Veterinária, bem como aperfeiçoar seus conhecimentos teóricos através da interpretação dos resultados em virtude dos fatores epidemiológicos, clínicos e fisiológicos envolvidos em diversos fatores, sendo assim o estágio curricular foi muito importante para completar a minha formação como Médica Veterinária e com a finalização de mais uma etapa, percebi que o aprendizado e aperfeiçoamento profissional devem ser buscados de maneira contínua.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AIELLO, Susan E. (Ed.). **Manual merck de veterinária**. 8. ed. São Paulo: ROCA, 2001.1861 p.

ALBUQUERQUE, R.; ITO, N.M.; MIYAJI, C.I. Study of occurrence of *salmonellas* in feedstuffs, feeds and dust swabs in feed mil. **Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.** v.36, n.6. São Paulo, 1999.

BELLAVER, Claudio. **Qualidade no processamento em fábricas de farinhas e gorduras de animais**. In: V Encontro Técnico Unifrango em Maringá. 2009. Disponível em: <http://www.qualityfoco.com.br/arquivos_publicacoes/arquivos/1266839583_Qualidade_Processoamento_FFG.pdf> Acesso em 12 fev. 2014.

BENTES, E.R. **Levantamento sorológico de anticorpos para *Mycoplasmas gallisepticum* e *Mycoplasma synoviae* em aves de postura (*Gallus gallus domesticus*) do município de Manaus Estado do Amazonas**. 2011, 35f. Trabalho de conclusão de curso como requisitorparcial para obtenção do grau de Bacharel Escola Superior Batista do Amazonas. Curso de Medicina Veterinária. Manaus- AM.

BERCHIERI Jr., A. et al. Farinha de carne como fonte de salmonela em granja avícola. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.9, n.1-2, p.9-12, 1989.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Leis etc. Instrução Normativa n. 62, de 26 de agosto de 2003. **Oficializar os métodos analíticos oficiais para análises microbiológicas para controle de produtos de origem animal e água**. **Diário Oficial da União**, 18 set. 03. Seção 1, 38 p. 2003.

BRASIL. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento. **Regulamento de Inspeção de Produtos de Origem Animal (RIISPOA)**. Decreto nº. 30.691, de 29 de março de 1952.

BRITO, M.A.V.P. **DIAGNÓSTICO MICROBIOLÓGICO DA MASTITE BOVINA. Embrapa Gado de Leite**. Juiz de Fora- MG, 2009.

BROWN, N.H.H. **Psittacine birds**. In: _ TULLY, JR, T. N.; LAWTON, M. P. C.; DORRESTEIN, G. M. Avian medicine. Oxfordo: Reed Educational and Professional Publishing Ltda, 2000.

BRUNO, S.F.; ALBUQUERQUE, D.D.A. Ocorrência e tratamento de sarna knemidocóptica (*Knemidokoptes* sp.) em aves de companhia atendidas na Faculdade de Veterinária da Universidade Federal Fluminense, RJ. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.38, n.5, p.1472-1475, ago, 2008.

CARDOSO, R.L. et al. Salmonella sp. em subprodutos de origem animal e vegetal de diferentes regiões do Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE MEDICINA VETERINÁRIA, 35., 2008. Disponível em: <<http://www.sovergs.com.br/conbravet2008/anais/cd/resumos/R0663-1.pdf>>. Acesso em: 12 fev. 2014.

CAVALCANTI, M.C. et al. Isolamento de enterobactérias em fezes e *swabs* cloacais de codornas de linhagem italiana (*Coturnix coturnix*) no final do ciclo produtivo. **63ª Reunião Anual da SBPC- UFG**, 2011.

CHAGAS, L.G.da S. et al. Occurrence of bovine mastitis caused *Staphylococcus* sp., *Streptococcus* sp. and *Candida* sp. In a rural area of indianópolis- Minas Gerais, Brazil. **Biosci. J.** Uberlândia- MG, v. 28, n. 6, p. 1007-1014, Nov./Dec. 2012.

CORREA, M. G. P. **Análise microbiológica, sorológica e molecular de linhagens de *E. Coli* isoladas do leite obtido de vacas com mastite.** Jaboticabal- SP. 93 p. 2000.

CUSTODIO, R.W.S. Serological Study of *Mycoplasma gallisepticum* and Crossed Reactions with *Salmonella pullorum* in Parent and Grand Parents of Meat-Type Chickens. **R. Bras. De Zootecnia.** v.27, n.2, p.277-282, 1998.

DIÁRIO OFICIAL DA UNIÃO. 2002. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Instrução Normativa nº 51**, de 18 de setembro de 2002. Dispõe sobre regulamentos técnicos de produção, identidade, qualidade, coleta e transporte de leite.

FUKAYAMA, Ellen. **Características Quantitativas e Qualitativas da Cama de Frango sob Diferentes Reutilizações: Efeitos na Produção de Biogás e Biofertilizante.** 2008, 121f. Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias do Campus de Jaboticabal, Unesp, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutor em Zootecnia, São Paulo-SP.

GALHA, V.; BONDAN, E.F.; BONAMIN, L.V.; LALLO, M.A. Coccidiose clínica em frangos de corte infectados naturalmente imunossuprimidos com dexametasona. **Arq. Inst. Biol.**, São Paulo, v.77, n.1, p.25-31, jan./mar., 2010.

GODOY, S.N. Psittaciformes. **In:** CUBAS Z.S. et al. Tratado de animais selvagens. São Paulo: ROCA. p, 1354. Cap.16, p.222-251, 2006.

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

HOLT, J.G. et al. Facultatively anaerobic Gram-negative rods. **In:** Bergey's Manual of determinative bacteriology. 9 ed., Baltimore: Williams & Wilkins. p, 787, 1994.

INOUE, A. **Fort dodge saúde animal Ltda.** 2005. Disponível em: <http://www.naturezaforte.com.br/aves/aulas_teoricas/salmoneloses.pdf>. Acesso em: 14, fev. 2014.

KAWAZOE, U. **Coccidiose.** In: BERQUIERI, A.B.; MACARI, M. *Doença das aves.* Campinas, São Paulo. Facta, p.391-401, 2000.

KLEVEN, S.H. Mycoplasmosis. In: SAIF, Y.M.; BARNES, H.J., FADLY, A.M.; GLISSON, J.R.; MCDUGALD, L.R.; SWAYNE, D.E. **Diseases of poultry.** Ames: Iowa State University Press. p. 719-721, 2003.

KONEMAN, E.W. et al. **Diagnóstico microbiológico-texto e atlas colorido.** 6. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1760p, 2008.

LANGONI, Helio. Qualidade do leite: utopia sem um programa sério de monitoramento da ocorrência da mastite bovina. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, Rio de Janeiro, v.33, n.5, p. 620-226, 2013.

LEY, D. H.; BERKHOFF, J.E.; LEVISOHN, S. Molecular epidemiological investigations of *Mycoplasma gallisepticum* conjunctivitis in songbirds by random amplified polymorphic DNA analysis. **Emerging Inf. Dis.** p.375-380, 1997.

MACHADO, L.S. et al. Revisão: MICOPLASMOSES AVIÁRIAS. **Enciclopédia Biosfera**, Centro Científico Conhecer, Goiânia- GO, v.8, n.15. p. 1527, 2012.

MENDES, A.A.; NAAS, I.A.; MACARI, M. **Produção de frangos de corte**. Facta-Campinas, SP. p.356, 2004.

METTIFOGO, E.; BUIM, M.R. *Mycoplasma gallisepticum*. In: REVOLLEDO, L.; FERREIRA, A.J.P. E ORGANIZADORES. **Patologia Aviária**. Editora Manole LTDA., Barueri-SP. p.86-100, 2009.

MOTTA, O.V. et al. Microbiological and histological diagnosis in mortality of ostrich (*Struthio camelus*). **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.** v.60, n.4. Belo Horizonte. ago, 2008.

MUÑOZ et al. Monitoria para Mycoplasmas em avicultura. Laboratories, Inc. One IDEXX Drive, Westbrook, Maine 04092 USA. Disponível em: <http://al.idexx.com/produccion/boletin/noticiasmgms_pg.jsp>. Acesso em: 14, fev. 2014.

NASCIMENTO, E.R.; PEREIRA, V.L.A. Micoplasmoses. In: DI FABIO, J.; ROSSINI, L.I. **Doenças das Aves**. Campinas: FACTA, 2009, p.485-500.

NASCIMENTO, E.R.; PEREIRA, V.L.A.; NASCIMENTO, M.G.F.; BARRETO, M.L. Avian Mycoplasmosis Update. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v.7, n.1, p. 01 – 09, 2005.

NUNES, A.G.B. **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 submetida ao Curso de Medicina Veterinária como requisito parcial para obtenção do grau de Médico Veterinário. Patos- MG.

OLIVEIRA, M.C. et al. Teor de matéria seca, pH e amônia volatilizada da cama de frango tratada ou não com diferentes aditivos. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v.32, n.4, p.824-829, 2003.

OLIVEIRA, M. et al. Time course of biofilm formation by *Staphylococcus aureus* and *Staphylococcus epidermidis* mastitis isolates. **Veterinary Microbiology**, Netherlands, v.170, p.187-191, 2007.

OVIEDO-BOYSO, J. et al. Innate immune response of bovine mammary gland to pathogenic bacteria responsible for mastitis. **The Journal of Infection**, Londres, v.54, p. 399-409, 2007.

PÁDUA, I. P. M. **Avaliação da presença de estafilococos enterotoxigênicos em leite mastítico através de métodos convencionais e análise da composição dos ácidos graxos por cromatografia gasosa.** Lavras-MG/ UFLA. 60 p. 2001.

PRAXEDES, C.I.S. **Avaliação da sensibilidade de Enterobacteriaceae da microbiota intestinal de frangos de corte submetidos à dieta com nitrofuranos.** 2012, 123 f. Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária da Universidade Federal Fluminense como requisito parcial para obtenção do Grau de Doutor. Área de Concentração: Higiene Veterinária e Processamento Tecnológico de Produtos de Origem Animal. Niterói- RJ.

QUEIROZ, B.D. **Principais doenças respiratórias que acometem psitacídeos e passeriformes criados como animais de estimação.** 2008, 98 f. Trabalho de conclusão do curso de Clínica Médica e Cirúrgica de Animais Selvagens e Exóticos (TCC), apresentado à UCB como requisito parcial para a obtenção do título de Especialista em Clínica Médica e Cirúrgica de Animais Selvagens e Exóticos, Rio de Janeiro-RJ.

RODRIGUES, M.G.R. **Mastite bovina e suas consequências na qualidade do leite.** 2009, 48 f. Trabalho apresentado para a conclusão do Curso de Especialização *latu sensu* em Defesa e Vigilância Sanitária Animal (TCC), apresentado a UCB como Requisito para obtenção do título de especialista em Defesa e Vigilância Sanitária Animal, Vitória-ES.

ROLL, V.F.B. et al. Broiler breeder microbiological litter condition following treatment with Impact P[®]. **Cienc. Rural.** vol.38, n.9. Santa Maria-RS. Apr , 2008.

SANTOS, J.C. et al. **Pasteurelose aviária em matrizes de corte.** XIV Salão de Iniciação Científica. UFRGS, Porto Alegre- RS, 2002.

SANTOS, M. V.; FONSECA, L. F. L. **Estratégias para o controle da mastite e melhoria da qualidade do leite.** Barueri: Manole, 314 p. 2007.

SILVA, G.M.; SILVA, C.M.F.;BRUNO, S.F.; ABREU, D.L.C. Identificação de *Enterobacteriaceae* da microbiota intestinal de aves de postura (*Gallus gallus* Linnaeus, 1758) da linhagem Lohmann S.L.S. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 11, n. 3, p. 153-155, 2004.

SILVA, R.M. **Caracterização fenotípica e genotípica de *Escherichia coli* proveniente de lesões de celulite de frangos de corte.** 2011, 63 f. Dissertação submetida ao Colegiado do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia e, como requisito parcial para obtenção do Grau de Mestre em Ciência Animal, Cruz das Almas, Bahia.

SOUZA, G.N. Mastite e Instrução Normativa 51. **In: I SIMPÓSIO DE QUALIDADE DO LEITE E DERIVADOS.** Ago. UFRRJ, 2010.

TRABULSI, L.R.; ALTERTHUM, F. **Microbiologia.** 4 ed., São Paulo: Atheneu, p,718, 2005.

VASCONCELLOS, S.A. Palestra ZOONOSES E SAÚDE PÚBLICA: RISCOS CAUSADOS POR ANIMAIS EXÓTICOS. FMV- USP. **Biológico**, jan./dez., São Paulo-SP, v. 63, n.1/2, p.63-65, 2001.

WALTER, L. Manejo da cama de frangos de corte e aspectos microbiológicos no ambiente de produção. In: SEMINÁRIO INTERNACIONAL SOBRE COCCIDIOSE E QUALIDADE INTESTINAL, 2000, Campinas, SP. **Anais...Campinas: COCCIFORUM**. 129p. p.44-54, 200.

WARWICK, C.; LAMBIRIS, A.J.L.; WESTWOOD, D.; STEEDMAN, C. Reptile-related salmonellosis. **J. Royal Soc. Med.**, v.9, p.124-126, 2001.

YAMAMOTO, R. Mollicutes. In: BIBERSTIEIN, E.L.; ZEE, Y.C.; EDITORS. **Review of veterinary microbiology**. Chicago: Blackwell Scientific Publications, p.213-227, 1990.

Anexo 1. Ficha de atendimento a produtores agrícolas utilizada no DMVP da UFG.

FICHA DE ATENDIMENTO A PRODUTORES AVÍCOLAS FICHA Nº _____

*Data do recebimento: ___/___/___ Entregue por: _____ Contato: _____

*Email: _____

*Propriedade/Município: _____ Proprietário: _____

*Nº de animais recebidos: ()/() vivos () mortos () congelados () resfriados

*Exploração do plantel: () corte () postura () caipira melhorado () fundo de quintal () aquáticas () silvestres () criação alternativa

*Espécie: _____ *Linhagem: _____ *Idade: _____

*Origem dos pintinhos/Matrizes: _____

*Onde as aves estão alojadas: _____

*Nº de galpões () *Nº de lote () *aves/lote () *Acometidos () *mortes () *curso ()

*Mortalidade por dia ou semana: _____

*Uso de medicamento: _____ Lote () Individual () Água () Ração () Dose ()

*Vermifuga as aves: sim () não () *Medicamento: _____ *Intervalo: _____

Ração () água () Frequência da vermifugação: _____

*Vacinação: *Bouba (doses) *Coriza (doses) *Encefalomielite () *Marek () *Bronquite () *Cólera/Tifo () *Gumboro () *SQ Postura ()

*Alimentação: _____

*Fonte de Água: *Encanada () *Cisterna ou poço () *Cacimba () *Corrente ()

*Tipo de bebedouro: *Cocho () *Manual () *Nipple () *Calha () *Pendular ()

*Tem outras espécies de aves: sim () não () Quais: _____

*Faz a limpeza e desinfecção de das instalações, bebedouros e comedouros: _____

*Qual o produto: _____ *Frequência: _____

*Destino das aves mortas e resíduos: _____

*Tem Lavoura: sim () não () *Uso de defencivos: _____

*Observações: _____

*Exames solicitados: _____

*Histórico: _____

*Sintomas observados no laboratório: _____

Anexo 2. Ficha de recepção das demais amostras na EV-UFG: caderno de registros.

Exemplo de Modelo Digitado da Ficha de Rotina do Laboratório de Bacteriologia da EVZ/UFG

429) Cultura e Antibiograma

Proprietário: Artur Angelo Bispo de Oliveira

Data: 17/10/2013

Paciente: Sirius Espécie: Canino

Raça: Labrador Retriever

Amostra: *Swab* de ouvido

a) Direito

b) Esquerdo

Sem crescimento em Macconkey

Inalterado

AAG-H₂S- cat + man -

Bioquímica: U-, Ind -, VM -,

Sensível a Cip, intermediário a Enro e Gen

Cs+, mal +

Levedura

Levedura

Sensível a Cip.

Resultado Cultura: *Staphulococcus epidermidis*

Pseudomonas spp

430) Cultura e Antibiograma

Proprietário: Patricia Costa e Silva

Data: 23/10/2013

Paciente: Donna Espécie: Canino

Raça: Cocker Spaniel

Amostra: URINA

AA/AS G+H₂S-

Bioquímica: U -, Ind -, VM +, Cit -, Mal +

Mac VV

Resultado Cultura: *Enterobacter spp* e *Pseudomonas spp*

Antibiograma: Resistente a Amp, CFD, Ot, Sul. Sensível a Gen, Cip, Dox, Neo, Amc

Anexo 3 . Modelo de laudo de necropsia.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIAS
 ESCOLA DE VETERINARIA
 DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA
 Setor de Medicina Veterinária Preventiva
 Caixa Postal 131 - Campus II, CEP: 74001-970
 Tel/Fax: 0xx62 3521-1582

LABORATÓRIO DE BACTERIOLOGIA

Laudo De Necropsia

PROPRIETÁRIO: Denizar

MUNICÍPIO: Goiânia PROPRIEDADE: -----

MATERIAL: 2 aves vivas adultas NATUREZA DO EXAME: Necropsia e Sorologia

DATA: 23/10/2013

LABORATÓRIO DE DOENÇAS DE AVES

R E S U L T A D O S

EXAME CLÍNICO: (2/2) Apresentavam-se apáticos; com as penas sem brilho; caquéticos.

RELATOS DE ACHADOS DE NECROPSIA:

- a) **Exame externo:** (2/2) penas sem brilho e palidez muscular generalizada.
- b) **Achados anatomopatológicos:**
Trato respiratório: (2/2) aerossaculite caseificada; (1/2) Evidenciou-se traquéia edemaciada; (1/2) apresentou seios nasais com secreções mucopurulentas.
Trato digestório: (2/2) enterite hemorrágica com presença de *Ascaridia Galli* em grande quantidade; (2/2) Ceco com presença de *Heterakis gallinarum*; (1/2) presença de um corpo estranho (parte de um plástico) dentro da moela do animal.
Sistema ósseo: (2/2) evidenciou-se fragilidade óssea.

SOROLOGIA: Reagentes (+) (2/2) *Mycoplasma Gallisepticum*; reagentes (+) (1/2) para *Mycoplasma Synoviae*; reagente (+) (1/2) para *Salmonella* sorovar *entérica* Pullorum, *Salmonella Gallisepticum* e *Salmonella Enteritidis*.

Conclusão:

O histórico assim como os achados anatomopatológicos e sorológicos é compatível com verminose intensa, Mycoplasmosose e suspeitas de Salmonelose.

Anexo 4. Modelo de laudo de cultura e antibiograma.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
 ESCOLA DE VETERINÁRIA
 DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA
 Setor de Medicina Veterinária Preventiva
 Caixa Postal 131 - Campus II, CEP: 74001-970
 Tel/Fax: 0xx62 3521-1582

LABORATÓRIO DE BACTERIOLOGIA		
CULTURA COM TESTES DE SENSIBILIDADE AOS ANTIBIÓTICOS		
PROPRIETÁRIO: Jaqueline Evangelista da Costa Bezerra		
MUNICÍPIO: Goiânia-Go	PROPRIEDADE: -----	
MATERIAL: Cão- SRD	NATUREZA DO EXAME: Cultura e Antibiograma de ouvido e urina	
MÉTODO DO ANTILOGRAMA: Técnica de Kirby - Bauer	DATA 26/01/2012	
LABORATÓRIO DE DOENÇAS DE AVES		
R E S U L T A D O S		
IDENTIFICAÇÃO DA AMOSTRA	MICROORGANISMOS	ANTIBIÓTICOS EFICAZES "INVITRO"
Ouvido Direito	<i>Staphylococcus Aureus</i>	Cloranfenicol Gentamicina (efeito intermediário)
Ouvido Esquerdo	<i>Staphylococcus Aureus</i>	Amoxicilina Cloranfenicol Ciprofloxacina (efeito intermediário) Neomicina (efeito intermediário) Gentamicina (efeito intermediário)
Urina	<i>Escherichia coli</i>	Cloranfenicol Amoxicilina (efeito intermediário)

ANTIBIÓTICOS TESTADOS PARA OUVIDO

Cloranfenicol
Gentamicina
Neomicina
Amoxicilina
Ciprofloxacina
Polimixina

ANTIBIÓTICOS TESTADOS PARA URINA

Cloranfenicol
Gentamicina
Neomicina
Amoxicilina
Ciprofloxacina
Penicilina
Cefquinome
Doxiciclina
Sulfonamida

Anexo 5. Preparo de água peptonada tamponada.

A solução de água peptonada tamponada é meio de pré-enriquecimento para aumentar a recuperação de espécies de *Salmonella* danificadas de alimentos em princípio para enriquecimento seletivo e isolamento.

Composição em g/L:

Caseína enzimática hidrolisada: 10.00

Cloreto de sódio: 5.00

Fosfato dissódico hidrogênio: 9.00

Fosfato monopotássico hidrogênio. 12 H₂O: 1.5

Procedimento de Preparação do Meio de Cultura utilizado no laboratório de bacteriologia da EVZ-UFG:

Dissolver 10 gramas do meio desidratado em 1000 mL de água destilada. Dissolva o meio completamente. Esterilize autoclavando a 121°C por 15 minutos.

Controle de qualidade:

Aparência do pó:

Cor amarela claro, homogênea e sem pó circulante.

Cor e transparência:

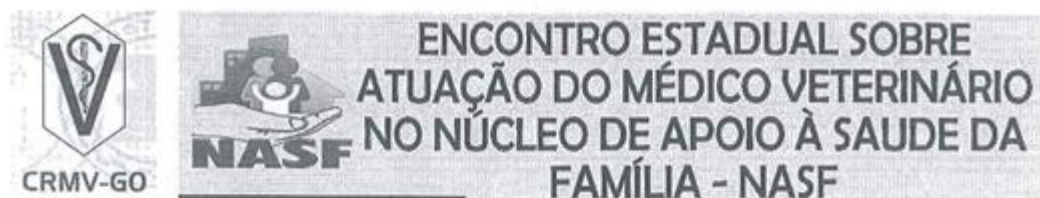
Cor amarela claro, solução clara sem nenhum precipitado.



Anexo 6. Tabelas padrões para interpretação de halos de inibição para antibacterianos utilizados no DMVP da UFG

TABELA PADRÃO PARA INTERPRETAÇÃO DE HALOS DE INIBIÇÃO (a)							
Antibacterianos	Padrão Interpretativo Zonas de Inibição em mm			Teste Qualitativo dos Discos Zonas Limites em mm			
	Resistente (b)	Inter- mediária (c)	Sensível (d)	<i>S. aureus</i> ATCC 25923	<i>E. coli</i> ATCC 25922	<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	
Amicacina (e)	30µg (AMI)	≤ 14	15-16	≥ 17	20-26	19-26	18-26
Amoxicilina + Ac. Clavulânico (f)	20/10µg (AMC)	≤ 14	15-16	≥ 17	20-26	19-26	18-26
Estafilococos (g)		≤ 19	-	≥ 20	-	-	-
Outros organismos (h)		≤ 13	14-17	≥ 18	28-36	19-25	-
Ampicilina (i)	10µg (AMP)	≤ 13	14-16	≥ 17	-	-	-
Enterobacteriáceas		≤ 13	14-16	≥ 17	-	-	-
Estafilococos (j)		≤ 16	-	≥ 17	27-35	16-22	-
Enterococos (k)		≤ 21	22-29	≥ 30	-	-	-
Estreptococos exceto <i>S. pneumoniae</i> (k)		≤ 19	-	≥ 20	-	-	-
<i>L. monocytogenes</i>		≤ 19	-	≥ 20	-	-	-
Ampicilina + Sulbactam (w6)	10/10µg (ASB)	≤ 11	12-14	≥ 15	29-37	20-24	-
Gram-negativos e <i>Staphylococcus</i>		≤ 11	12-14	≥ 15	29-37	20-24	-
Aztreonam	30µg (ATM)	≤ 15	16-21	≥ 22	-	28-36	23-29
Azitromicina	15µg (AZI)	≤ 13	14-17	≥ 18	21-26	-	-
Bacitracina (l)	10UI (BAC)	≤ 8	9-12	≥ 13	17-22	-	-
Carbenicilina (j)	100µg (CAR)	≤ 13	14-16	≥ 17	-	-	-
<i>Pseudomonas</i>		≤ 19	20-22	≥ 23	-	23-29	18-24
Outros bacilos Gram-negativos		≤ 13	14-17	≥ 18	-	-	-
Clarithromicina	15µg (CLA)	≤ 13	14-17	≥ 18	26-32	-	-
Cefaclor (g) (o)	30µg (CFC)	≤ 14	15-17	≥ 18	27-31	23-27	-
Cefalotina (g) (n) (o)	30µg (CFL)	≤ 14	15-17	≥ 18	29-37	15-21	-
Cefazolina (g)	30µg (CFZ)	≤ 14	15-17	≥ 18	29-35	23-29	-
Cefepima (g)	30µg (CPM)	≤ 14	15-17	≥ 18	23-29	29-35	24-30
Cefetamete (g)	30µg (CFT)	≤ 14	15-17	≥ 18	-	24-29	-
Cefoxitina (g)	30µg (CFO)	≤ 14	15-17	≥ 18	23-29	23-29	-
Cefpiroma (g)	30µg (CFR)	≤ 14	15-17	≥ 18	26-32	29-35	23-29
Ceftazidima (g) (m)	30µg (CAZ)	≤ 14	15-17	≥ 18	16-20	25-32	22-29
Cefuroxima Sódica (g)	30µg (CRX)	≤ 14	15-17	≥ 18	27-35	20-26	-
Cefixima (g)	5µg (CFM)	≤ 15	16-18	≥ 19	-	23-27	-
Cefodizima (w4) (o)	30µg (CDZ)	≤ 16	17-19	≥ 20	18-26	24-28	13-21
Cefoperazona (g)	75µg (CPZ)	≤ 15	16-20	≥ 21	24-33	28-34	23-29
Cefotaxima (g)	30µg (CTX)	≤ 14	15-22	≥ 23	25-31	29-35	18-22
Cefprozil	30µg (CEZ)	≤ 14	15-17	≥ 18	27-33	21-27	-
Ceftriaxona (g)	30µg (CRO)	≤ 13	14-20	≥ 21	22-28	29-35	17-23
Ciprofloxacina	5µg (CIP)	≤ 15	16-20	≥ 21	22-30	30-40	25-33
Clindamicina (p)	2µg (CLI)	≤ 14	15-20	≥ 21	24-30	-	-
Cloranfenicol	30µg (CLO)	≤ 12	13-17	≥ 18	19-26	21-27	-
Cotrimazina (o) (q) (r)	25µg (SZT)	≤ 10	11-15	≥ 16	24-30	22-30	-
Sulfadiazina 20µg + Trimetoprima 5µg (3)		≤ 10	11-15	≥ 16	24-30	22-30	-
Cotrimoxazol (q)	25µg (SUT)	≤ 10	11-15	≥ 16	24-32	24-32	-
Sulfametoxazol 23,75µg + Trimetoprima 1,25µg		≤ 10	11-15	≥ 16	24-32	24-32	-
Doxiciclina (s)	30µg (DOX)	≤ 12	13-15	≥ 16	23-29	18-24	-
Eritromicina	15µg (ERI)	≤ 13	14-22	≥ 23	22-30	-	-
Estreptomina	10µg (EST)	≤ 11	12-14	≥ 15	14-22	12-20	-
Gentamicina (e)	10µg (GEN)	≤ 12	13-14	≥ 15	19-27	19-26	16-21
Imipenema (q)	10µg (IPM)	≤ 13	14-15	≥ 16	-	26-32	20-28
Levofloxacina	5µg (LVX)	≤ 13	14-16	≥ 17	25-30	29-37	19-26
Lomefloxacina	10µg (LMX)	≤ 18	19-21	≥ 22	23-29	27-33	22-28
Minociclina (s)	30µg (MIN)	≤ 14	15-18	≥ 19	25-30	19-25	-
Mupirocina (t) (o)	5µg (MUP)	≤ 17	-	≥ 18	21-27	-	-
Nalidixico, Ac. (u)	30µg (NAL)	≤ 13	14-18	≥ 19	-	22-28	-
Neomicina (l)	30µg (NEO)	≤ 12	13-16	≥ 17	18-26	17-23	-
Netilmicina (e)	30µg (NET)	≤ 12	13-14	≥ 15	22-31	22-30	17-23
Nitrofurantoína (u)	300µg (NIT)	≤ 14	15-16	≥ 17	18-22	20-25	-
Norfloxacina (u)	10µg (NOR)	≤ 12	13-16	≥ 17	17-28	28-35	22-29
Ofloxacina (v)	5µg (OFX)	≤ 12	13-15	≥ 16	24-28	29-33	17-21
Oxacilina	1µg (OXA)	≤ 10	11-12	≥ 13	18-24	-	-
Estafilococos (x)		≤ 10	11-12	≥ 13	18-24	-	-
Pefloxacina (o) (z)	5µg (PEF)	≤ 15	16-18	≥ 19	21-26	24-31	13-17
Penicilina G	10UI (PEN)	≤ 14	15-18	≥ 19	-	-	-
Estafilococos		≤ 28	-	≥ 29	-	-	-
Enterococos		≤ 14	-	≥ 15	-	-	-
Estreptococos exceto <i>S. pneumoniae</i>		≤ 21	20-27	≥ 28	26-37	-	-
<i>Listeria monocytogenes</i>		≤ 19	-	≥ 20	-	-	-
Pipemidico Ac. (o) (u) (w)	20µg (PIP)	≤ 13	14-18	≥ 19	-	20-25	-
Polimixina B (l) (w1)	300UI (POL)	≤ 9	9-11	≥ 12	7-13	12-16	-
Rifampicina	5µg (RIF)	≤ 16	17-19	≥ 20	26-34	8-10	-
Roxitromicina (o) (w5) (10)	15µg (ROX)	≤ 9	10-20	≥ 21	20-28	-	-
Sulfonamidas (q) (u)	300µg (SUL)	≤ 12	13-16	≥ 17	24-34	18-26	-
Teicoplanina (w2) (1)	30µg (TEC)	≤ 10	11-13	≥ 14	15-21	-	-
Tetraciclina	30µg (TET)	≤ 14	15-18	≥ 19	24-30	18-25	-
Tianfenicol (w)	30µg (TIA)	≤ 12	13-17	≥ 18	19-26	21-27	-
Ticarcilina + Ac. Clavulânico (w6)	75/10µg (TIC)	≤ 14	15-19	≥ 20	29-37	25-29	20-28
<i>Pseudomonas</i>		≤ 14	15-19	≥ 20	29-37	25-29	20-28
Outros bacilos Gram-negativos		≤ 14	15-19	≥ 20	29-37	25-29	20-28
<i>Staphylococcus</i>		≤ 22	-	≥ 23	-	-	-
Tobramicina (e)	10µg (TOB)	≤ 12	13-14	≥ 15	19-29	18-26	19-25
Trimetoprima (q) (u)	5µg (TRI)	≤ 10	11-15	≥ 16	19-26	21-28	-
Vancomicina	30µg (VAN)	≤ 14	15-16	≥ 17	17-21	-	-
Enterococos (w3)		≤ 14	15-16	≥ 17	17-21	-	-
Outros organismos Gram-positivos		≤ 9	10-11	≥ 12	-	-	-

Anexo 7. Encontro Estadual sobre Atuação do Médico Veterinário no Núcleo de Apoio à Saúde da Família- NASF, realizado no dia 29 de novembro de 2013 no CRMV-GO com duração de 8 horas.



Data: 29 de Novembro de 2013

Local: Auditório do CRMV-GO

Iniciativa: CRMV-GO – Comissão Estadual de Saúde Pública

PROGRAMAÇÃO

HORÁRIO	ATIVIDADE
08h00min – 08h15min	Inscrições e entrega de material.
08h15min – 08h45min	Café, leite e prosa
08h45min – 09h00min	Abertura
09h00min – 10h00min	Palestra: O SUS e o NASF para o Médico Veterinário. Palestrante: Méd.Vet. Roberto Francisco Lucena – (Comissão Nacional de Saúde Pública do CFMV)
10h00min – 11h15min	Palestra: Atuação do Médico Veterinário na Saúde Pública. Palestrante: Méd.Vet. Veruska Castilho de Oliveira Neve (Secretaria Estadual de Saúde – GO / Presidente da Comissão Estadual de Saúde Pública do CRMV-GO)
11h15min – 12h00min	Discussões
12h00min – 14h00min	Intervalo para almoço
14h00min – 14h40min	Palestra: Epidemiologia como Diretriz da Atuação do Médico Veterinário na Saúde Pública. Palestrante: Enf. Flúvia Amorim (Diretoria de Vigilância em Saúde da Secretaria Municipal de Saúde de Goiânia)
14h40min – 15h20min	Palestra: O Médico Veterinário na Vigilância e Controle de Zoonoses Palestrante: Méd.Vet. Luiz Elias Bouhid de Camargo (Centro de Zoonoses de Goiânia / Comissão Estadual de Saúde Pública do CRMV-GO)
15h20min – 15h40min	Coffee break
15h40min – 16h20min	Palestra: O Médico Veterinário na Vigilância e Controle Sanitário (Segurança dos Alimentos). Palestrante: Méd. Vet. Geraldo Edson Rosa (Vigilância Sanitária Municipal / Comissão Estadual de Saúde Pública do CRMV-GO)
16h20min – 17h00min	Palestra: Interação do Médico Veterinário com a equipe de saúde da família. Palestrante: Méd. Vet. Mateus da Costa Lange (NASF/SMS – Esteio – RS)
17h00min – 17h30min	Discussão e encaminhamentos
17h30min – 18h00min	Encerramento e entrega de certificados.

