

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
E VETERINÁRIAS CAMPUS DE JABOTICABAL**

**RELATÓRIO FINAL DO ESTÁGIO CURRICULAR OBRIGATÓRIO DO CURSO DE
MEDICINA VETERINÁRIA, REALIZADO JUNTO A SEARA ALIMENTOS, JBS EM
NUPORANGA – SP.**

Mariana Pavão Saraiva da Silva

Orientador: Prof. Dr. Angelo Berchieri Junior

Relatório do Estágio Curricular em Prática Veterinária
apresentado à Faculdade de Ciências Agrárias e
Veterinárias, Câmpus de Jaboticabal, Unesp,
para graduação em Medicina Veterinária.

JABOTICABAL – SP
2º SEMESTRE DE 2024

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
E VETERINÁRIAS CAMPUS DE JABOTICABAL**

**RELATÓRIO FINAL DO ESTÁGIO CURRICULAR OBRIGATÓRIO DO CURSO DE
MEDICINA VETERINÁRIA, REALIZADO JUNTO A SEARA ALIMENTOS, JBS EM
NUPORANGA – SP.**

Assunto de interesse: Problemas locomotores presentes em frangos de corte.

Mariana Pavão Saraiva da Silva
Orientador: Prof. Dr. Angelo Berchieri Junior
Supervisor: Edacir Alves de Moraes

**JABOTICABAL – SP
2º SEMESTRE/2024**

S586p

Silva, Mariana Pavão Saraiva da

Problemas locomotores em frangos de corte / Mariana Pavão Saraiva da Silva. -- Jaboticabal, 2024

61 p. : tabs., fotos

Trabalho de conclusão de curso (Bacharelado - Medicina Veterinária) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal

Orientador: Angelo Berchieri Junior

1. Medicina Veterinária. 2. Frango de corte. 3. Patologia veterinária. I. Título.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
Câmpus Jaboticabal



MARIANA PAVÃO SARAIVA DA SILVA

PROBLEMAS LOCOMOTORES EM FRANGOS DE CORTE

Relatório de Estágio Curricular em Prática Veterinária apresentada à Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, para obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária.

Orientador: Prof. Dr. Angelo Berchieri Junior

Coorientador (se houver):

Área de Concentração: Avicultura

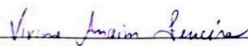
Data da defesa: 11/12/2024

☒ Aprovado
☐ Reprovado

Banca Examinadora:


Prof. Dr. Angelo Berchieri Junior

UNESP – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Campus de Jaboticabal


M.V. Me. Viviane Amorim Ferreira

UNESP – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Campus de Jaboticabal


Me. Túlio Spina de Lima

UNESP – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Campus de Jaboticabal


Prof.ª Dr.ª Paola Castro Moraes
CEGRA

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, que iluminou e abençoou todo o meu caminho até aqui, sem Ele, nada disso seria possível.

Aos meus pais, Osmarina e Valdemir, por todo o suporte e amor incondicional, são minha base e me proporcionaram apoio emocional e financeiro.

Ao meu irmão Guilherme, que alegrou mais os meus dias.

À minha avó Ana, amante dos animais, que sempre esteve ao meu lado e demonstrou orgulho pelo curso e profissão que escolhi exercer.

Ao meu parceiro Guilherme e minha cunhada Gabriela, que tenho como exemplos de profissão, grandes médicos veterinários, sou grata pelas noites de estudo e pelos conselhos.

À toda minha família que sempre esteve presente em todas as minhas conquistas.

Aos amigos que cultivei durante o curso. Sem vocês, a faculdade não teria tido o mesmo sabor, os dias não teriam sido tão divertidos e fazer os trabalhos e provas com vocês foi essencial tanto para o meu desenvolvimento pessoal quanto profissional, estarão sempre guardados em minha memória.

À equipe da empresa onde realizei meu estágio curricular, por todo o aprendizado e oportunidade.

À equipe do laboratório, os quais sou muito grata por sempre terem me ajudado quando precisei, por todos os momentos e conselhos.

Ao meu orientador, Angelo Berchieri Junior, por aceitar me orientar durante todo o período de minha graduação, pelos ensinamentos, apoio e paciência durante esse percurso.

SUMÁRIO

I. Relatório de estágio curricular	7
1. Introdução	7
2. Seara Alimentos - JBS	7
2.1. Descrição da Empresa	7
3. Descrição das atividades	9
3.1. Vazio sanitário e tratamento da cama	9
3.2. Alojamento de pintos de um dia de vida	10
3.3. Assistência técnica e colheita de amostras de cama	11
3.4. Ambiência	16
3.5. Bem-estar das aves	18
3.6. Biossegurança	19
3.7. Frigorífico	20
3.8. Incubatório	21
3.9. Matrizeiros	24
4. Discussão das atividades desenvolvidas	26
5. Conclusão	28
II. Monografia: Problemas locomotores presentes em frangos de corte	29
1. Introdução	29
2. Revisão de literatura	30
2.1.1. Artrite em frangos de corte	30
2.1.2. Patogenia e sinais clínicos	31
2.1.3. Diagnóstico	32
2.1.4. Prevenção e controle	32
2.2. Artrite infecciosa em frangos causada por Reovírus	32
2.3. Artrite infecciosa em frangos causada por <i>Mycoplasma</i> spp.	35
2.4. Artrite infecciosa em frangos causada por <i>Escherichia coli</i>	37
2.5. Artrite infecciosa em frangos causada por <i>Staphylococcus</i> spp.	38
2.6. Artrite infecciosa em frangos causada por outras bactérias	39
2.7. Artrite em frangos causada por fatores ambientais	40
3. Pododermatite em frangos de corte	41
3.1. Condições da cama	42
3.2. Sistema de criação de aves	43
3.3. Densidade e peso das aves	43
3.4. Idade e nutrição	44
3.5. Tratamento e prevenção de pododermatite em frangos	45
4. Relato de caso: Lotes de frangos de corte portadores de artrite e pododermatite	45
5. Discussão	48
6. Conclusão	51

I. Relatório de estágio curricular

1. Introdução

O estágio curricular obrigatório foi realizado no período de 06 de agosto a 20 de novembro de 2024, totalizando 600 horas, como parte dos requisitos para conclusão do curso de Medicina Veterinária da Unesp/FCAV. As atividades foram realizadas sob orientação do Prof. Dr. Angelo Berchieri Junior, na JBS Seara Alimentos, localizada no município de Nuporanga - SP, sob supervisão de Edacir Alves de Moraes, supervisor de extensionismo.

2. Seara Alimentos - JBS

2.1. Descrição da Empresa

A Seara Alimentos está localizada na Rodovia Waldir Canevari, Km 6, Nuporanga - SP, 14670-000. A empresa foi fundada em 1981, como frigorífico da empresa Brejeiro e, posteriormente comprado pelas marcas Ceval, Bunge e Cargill. Em 2009 a Seara Alimentos adquiriu as instalações e, no ano de 2013, o grupo foi comprado pela JBS. Oferece serviços voltados ao abate de aves e fabricação de produtos de origem avícola, exportando cortes de frango como peito salgado, filé, carne mecanicamente separada (CMS), carne mecanicamente recuperada (CMR), suricato, cartilagem, pele, entre outros.



Fonte: Arquivos JBS Seara Alimentos.

Figura 1 - Unidade JBS Seara Alimentos de Nuporanga - SP.

As empresas atendidas pela Seara Alimentos incluem o McDonalds, KFC, Yum!, Frangosul e Pena Branca. Incluem países da Europa e do Oriente Médio, além de China, África do Sul, Japão, Chile, Oriente Médio, Filipinas, Coreia do Sul, Singapura, Suíça, Vietnã e México.

A unidade de Nuporanga-SP é responsável pela geração de emprego para mais de 3.000 colaboradores ao longo de toda a cadeia produtiva de frangos. O processo inicia-se na fábrica de ração e abrange diversas funções, como serviços de manutenção, limpeza e motoristas. Em campo, a equipe é formada por 12 extensionistas que prestam serviços técnicos, dois supervisores de extensão e dois médicos veterinários especializados em saúde animal. No frigorífico da empresa, há três turnos compostos por centenas de pessoas, que atuam na realização de diversos tipos de cortes de frango, além de cargos relacionados à inspeção, incluindo aqueles vinculados ao Serviço de Inspeção Federal (SIF).

A unidade conta com uma estrutura complexa, composta por diversos vestiários, um frigorífico setorizado, escritórios, salas de reuniões, além de laboratórios, incubatório e uma fábrica de ração. As granjas são terceirizadas, sendo que os produtores firmam acordos com a empresa para operar em seu nome. Localizadas em diversos municípios próximos de Nuporanga, como São Joaquim da Barra, Sales Oliveira, São José da Bela Vista, Ribeirão Preto, Orlândia, Batatais, Altinópolis, Santo Antônio da Alegria, São Simão, Tambaú, Santa Rosa do Viterbo, Ipuã, Morro Agudo, Barretos, Olímpia, Guaraci, Guaíra, Miguelópolis, Ituverava, Jeriquara, Guará e Buritizal. As instalações dos plantéis apresentam estruturas variadas, algumas delas são convencionais, com pressão positiva, presença de ventiladores, maior demanda de mão-de-obra e menor capacidade de alojar aves por metro quadrado. Por outro lado, as granjas com galpões de pressão negativa possuem ambiência e sistemas de ventilação independentes do ambiente externo, utilizando exaustores e *inlets* (algumas possuem, outras não), *tunnel doors* (ou *cooling*) e cortinas externas de diferentes cores (preta, prata, branca ou azul), diminuindo a necessidade de mão-de-obra. Essa configuração permite uma maior densidade de alojamento, com mais aves por metro quadrado. Atualmente, todas as aves utilizadas pela empresa pertencem à linhagem Ross AP95.

3. Descrição das atividades

3.1. Vazio sanitário e tratamento da cama

No que diz respeito às atividades, os extensionistas prestam assistência aos granjeiros e produtores por meio de conhecimento técnico aplicado e recursos oferecidos pela empresa. O intervalo sanitário é realizado com um tempo mínimo de pelo menos 7 dias, com o objetivo de reduzir a carga de microrganismos no local, especialmente na cama (geralmente, utiliza-se casca de amendoim). Para isso são estabelecidos, obrigatoriamente, algumas etapas a depender da situação sanitária do aviário:

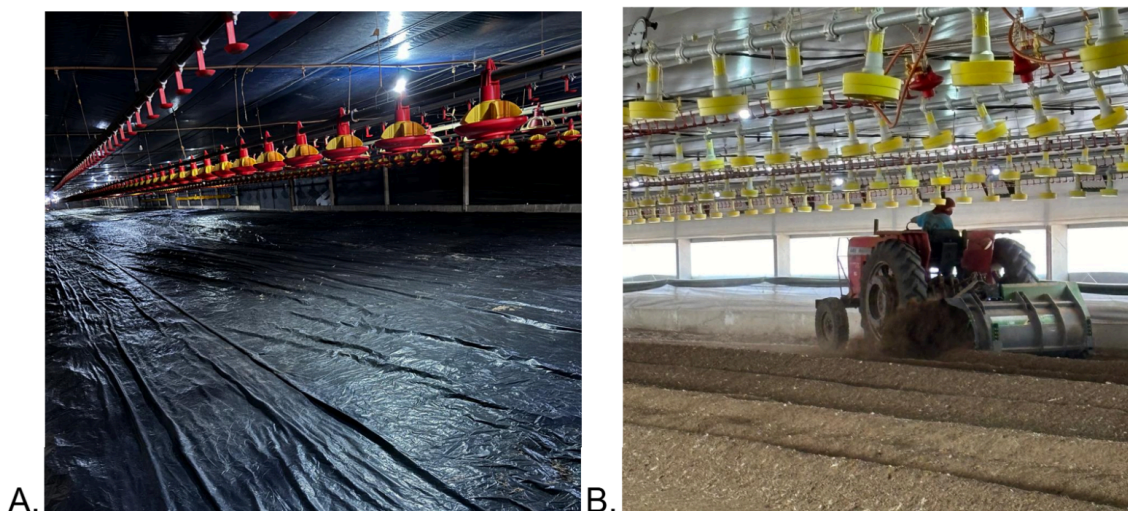
- A. Se for positivo para *Salmonella* spp.
- B. Se for negativo para *Salmonella* spp.

Para ambos os casos, a fermentação é realizada ao final do processo. Quando o lote é positivo para *Salmonella*, realiza-se a lavagem úmida do galpão e equipamentos (este mesmo procedimento é feito quando ocorre a troca de cama), onde as linhas de comedouros, nipples, cortinas e poleiros são lavados com água e sabão Tecpon alcalino (diluindo-se 1 litro em 20 litros de água). A cama é desinfetada com Germon Plus (diluindo-se 1 litro em 1000 litros de água), além disso, é altamente recomendado que a cama seja fermentada, com duas alternativas para isso. A fermentação mais eficiente e recomendada é o enleiramento, que consiste em afastar a cama das laterais do aviário e amontoá-la no centro do galpão. Neste processo, aplica-se uma solução de água com Colosso, inseticida responsável por eliminar diversos insetos, como o cascudinho (diluindo-se 2,5 litros para cada 1200 m²), cobrindo posteriormente com lona para promover a fermentação e gerar o aquecimento de aproximadamente 50-60°C, reduzindo a carga de microrganismos. Depois de fermentar por pelo menos 7 dias, aplica-se produtos na cama para reduzir ainda mais a carga microbiana e de cascudinhos, como o Vetacid (diluição 3-5 g/m²) e Virkon (diluindo-se 200 g em 20 litros de água). A segunda alternativa é a fermentação plana, na qual a cama é coberta com lona, porém sem atingir temperaturas tão altas, sendo menos eficiente para redução da carga microbiana. Nesta opção, a cal virgem ou cal hidratada também pode ser utilizada diretamente sobre a cama em associação soda cáustica ao redor da cama.

Se o aviário for negativo para *Salmonella*, se faz a lavagem a seco dos equipamentos utilizando soprador manual, somente retirando a sujeira mais superficial. O enleiramento ou a fermentação plana continuam sendo feitos, aplicando-se posteriormente Vetancid e Virkon.

Vale ressaltar que quando há reincidência de positividade, para *S. Minnesota* ou *S. Heidelberg*, o vazio sanitário deve ser de pelo menos 18 dias e o corte de maior valor agregado (peito salgado) não pode ser comercializado. Quando o lote é positivo para *S. Gallinarum*, *S. Pullorum*, *S. Typhimurium* ou *S. Enteritidis*, o produtor não pode exportar frangos durante um ano.

Após o vazio sanitário, antes da entrada de um novo lote, faz-se a pesquisa de *Salmonella* spp. examinando-se amostras do ambiente colhidas com o auxílio de propés. Em caso de positividade, são tomadas as medidas citadas acima. Quando o lote anterior foi positivo para *Salmonella*, além do propé de cama, utiliza-se propés para análise dos equipamentos dentro do aviário.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 2 - A) Lona de fermentação plana em aviário durante vazio sanitário. **B)** Trator com máquina de enleiramento acoplado que irá realizar a fermentação enleirada.

3.2. Alojamento de pintos de um dia de vida

A data do alojamento é definida de acordo com o período de vazio sanitário cumprido e com a disponibilidade do granjeiro. Os pintos são transportados, em caixas contendo cerca de 100 aves, pelo caminhão da empresa, que sai do

incubatório e os leva até a granja. O caminhão possui sistema de ventilação e umidificação para bem-estar dos animais e não deve ultrapassar os 30°C. Em seguida, o caminhão passa pelo arco de desinfecção, que contém uma solução de água com amônia quaternária. Os pintos são alojados dentro de pinteiras montadas no interior do galpão. A metragem da pinteira varia de acordo com a densidade de animais alojados e climatização. A cama deve conter cerca de 5 cm de altura e estar pré-aquecida, em torno de 30-32°C. As pinteiras devem possuir, também, água fresca e clorada entre 3-5 ppm (geralmente realizando *flushing*), comedouros infantis preenchidos e ração sob os papéis pardos ao chão.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 3 - A) Determinação da temperatura de cama com o auxílio de um termômetro infravermelho. **B)** Papéis pardo com ração por cima, comedouros infantis e linhas de comedouros tradicionais para recebimento de pintos de um dia.

3.3. Assistência técnica e colheita de amostras de cama

Após o recebimento dos animais, o extensionista visita a granja para observar o comportamento e estado dos pintainhos, com ênfase para a cicatrização do umbigo, estado do papo da ave (cheio, vazio, duro ou macio), abdômen, para verificar a presença de penas úmidas e se estão bem distribuídos ou não dentro das pinteiras. As fornalhas, responsáveis pelo aquecimento, devem operar até aproximadamente 14 dias de vida dos pintainhos. Durante esses primeiros dias, a ventilação não deve ser intensa; por isso, frequentemente são utilizadas cortinas ao

final das pinteiras, atuando como uma barreira física contra o vento. A cada três dias, o granjeiro amplia o espaço da pinteira, de modo que, aos 12 dias de vida das aves, toda a área esteja aberta, salvo em condições de frio extremo.

Entre os 35-41 dias de vida das aves, são realizadas necropsias, colheitas de amostras de cama por meio de propés e amostras de ração para verificar a presença ou não de resíduos de nicarbazina. De acordo com as necessidades do lote, outros procedimentos são realizados, como a colheita de amostra de água da caixa d'água central, que deve apresentar quantidades de *Escherichia coli* dentro dos padrões estabelecidos pela empresa. Ademais, são executadas colheitas de fragmentos de fígado, baço e coração para serem encaminhados ao laboratório quando o lote apresenta anormalidades.

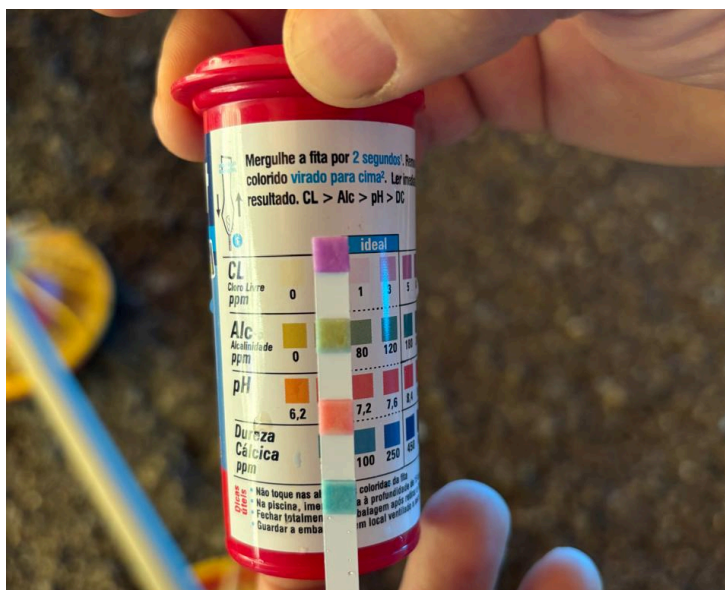


Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 4 - Caixa térmica contendo placas de gelo e amostras de suabes colhidos em galpões durante vazio sanitário para análise posterior.

As necropsias são feitas aos 7, 14, 18-24 dias de vida dos pintainhos e no pré-abate (macho entre 35-37 dias, fêmea entre 39-41 dias), onde se analisa principalmente sacos aéreos, coração, pulmões, intestino, moela e articulação intertarsiana (joelho/tornozelo). Durante o período de vazio sanitário e entre 24-28 dias de vida das aves, amostras de cama são colhidas com propés para pesquisa microbiológica.

No decorrer da vida das aves, o extensionista visita o produtor pelo menos uma vez na semana, auxiliando-o no ajuste do painel de ventilação nos galpões de pressão negativa, pois com o desenvolvimento das aves, a concentração de CO₂ e amônia aumentam. A cama deve ser batida quase diariamente pelo granjeiro. O pH da água e sua cloração são conferidos através de uma fita que indica os níveis de cloro, pH, alcalinidade e dureza cálcica. Além disso, a quantidade e granulometria da ração são checados.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 5 - Fita de medição de características da água da linha de bebedouros, mostrando a coloração desejada na embalagem e a coloração obtida (ppm de cloro, alcalinidade, pH e ppm de dureza cálcica).

São preparados cinco tipos de ração, conforme as exigências nutricionais das aves durante o seu crescimento. São colhidas e armazenadas amostras de cada uma delas pelo granjeiro para o caso de uma análise ser solicitada ou alguma não conformidade for detectada na ração.

Abaixo encontram-se duas tabelas com informações da alimentação das aves, considerando sexo e quantidade por ave:

Tabela 1 - Informações da ração para machos, com suas respectivas idades, tipo de ração e gramas por ave.

Macho	Idade (dias)	Ração	Gramas/ave
	1 a 8	RAPI	0,230
	9 a 18	RAI	0,670
	19 a 27	RAC1	1,081
	28 a 36	RAC2	1,502
	37 a 42	RAF	1,188

Tabela 2 - Informações da ração para fêmeas, com suas respectivas idades, tipo de ração e gramas por ave recomendadas.

Fêmea	Idade (dias)	Ração	Gramas/ave
	1 a 8	RAPI	0,230
	9 a 16	RAI	0,488
	17 a 22	RAC1	0,574
	23 a 32	RAC2	1,343
	33 a 45	RAF	2,234



Figura 6 - Cinco tipos de ração fornecidas durante toda a vida do lote.

Semanalmente, o granjeiro deve relatar ao extensionista informações sobre peso e mortalidade das aves do galpão. A pesagem oficial é a pesagem pré-abate, analisando-se 1% do lote, em seis pontos diferentes do aviário. Para facilitar o procedimento, se utiliza uma caixa pendurada em uma balança suspensa, onde são colocadas algumas aves. A mortalidade semanal é rigorosamente registrada, separando-se mortalidade natural, refugos abatidos e com problemas locomotores que foram abatidos. Uma mortalidade a partir de 4% do lote é considerada alta e preocupante. Com base nos achados de necropsia, o médico veterinário sanitaria avalia a necessidade de entrar com tratamento terapêutico.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 7 - Balança, caixa e equipamentos utilizados durante as pesagens.

3.4. Ambiência

Pelo menos uma vez ao ano, o extensionista realiza análise de ambiência nas granjas que estão sob sua responsabilidade. Este procedimento visa avaliar a ambiência geral do aviário, buscando otimizar o uso dos recursos do painel e da ventilação do galpão. Cada aviário possui uma vedação e pressão únicas, que influenciam diretamente a eficácia dos aparelhos. O procedimento é realizado durante o intervalo de lotes e é aplicável apenas em granjas de pressão negativa. Inicialmente, observa-se a vedação do galpão, levantando-se as cortinas e apagando-se as luzes, criando um ambiente escuro que permite identificar falhas na vedação, evidenciadas pela entrada de luz solar através de buracos, aberturas e rachaduras.

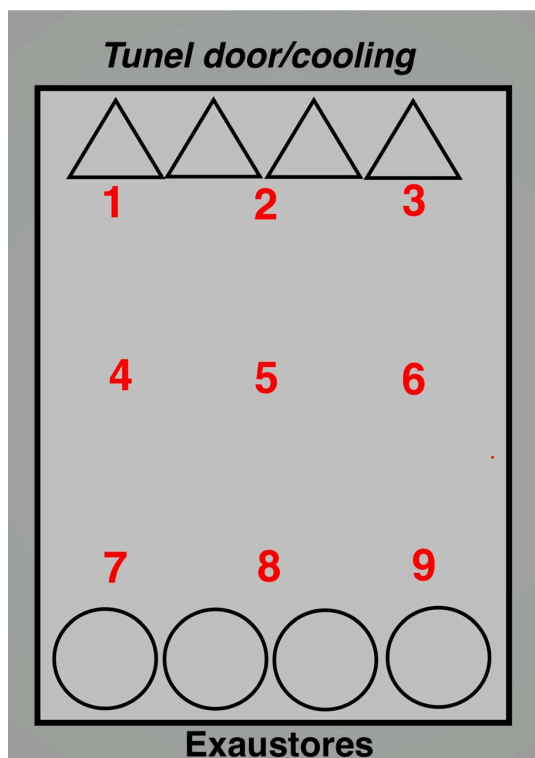
Posteriormente, testa-se a pressão do galpão, onde tudo é fechado novamente e utiliza-se um medidor de pressão atmosférica (barômetro) equipado com um tubo flexível de borracha. A extremidade do tubo é inserida em uma abertura, normalmente no *inlet*, permitindo a indicação do valor de pressão do aviário. Quanto maior a pressão, melhor é a vedação e maior a eficiência do sistema de ventilação.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 8 - A) Barômetro. **B)** Anemômetro. **C)** Luxímetro.

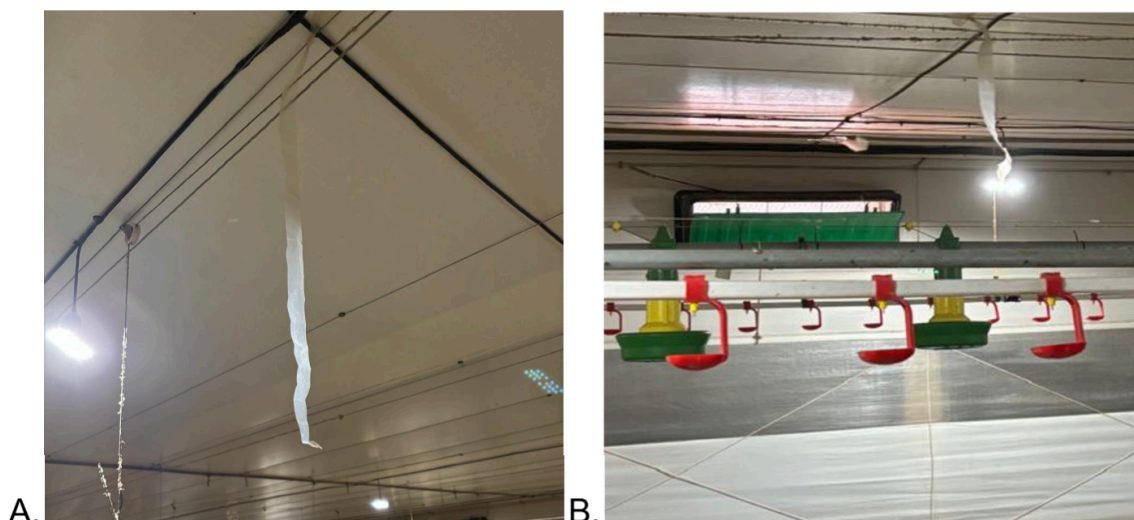
Prosseguindo, avalia-se a velocidade máxima do vento gerada pelos exaustores, ligando todos eles e abrindo 100% do *cooling* ou *tunnel door*. Utiliza-se um aparelho para medir a velocidade do ar (anemômetro), aferindo-se nove pontos no aviário: nas laterais direita e esquerda e no centro, sendo esses locais mensurados próximo aos exaustores, no meio do galpão e próximo ao *tunnel door*. As velocidades obtidas são somadas e divididas por nove para calcular a média simples. O ideal é que essa média de ventilação esteja entre 4 e 5.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 9 - Esquema dos pontos do aviário onde são mensuradas as velocidades de vento.

Outro teste é feito para averiguar o nível de abertura ideal dos *inlets*. Se estiverem muito fechados, o ar tende a se chocar com o teto e ir direto para a cama; por outro lado, quando muito abertos, o ar não atinge as aves. O teste é realizado amarrando no teto algumas tiras de plástico em sequência, na frente de dois *inlets*. Conforme os *inlets* se abrem, o ar entra e balança as tiras, permitindo visualizar se atinge todas ou não.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 10 - A) Fitas plásticas amarradas ao teto do galpão. **B)** Fitas em frente ao *inlet*.

3.5. Bem-estar das aves

O mercado externo, especialmente empresas como o McDonald's, impõe rigorosas exigências em relação ao bem-estar animal, o que leva algumas granjas que atendem à Seara a adotarem práticas de enriquecimento ambiental. Para que uma granja seja considerada enriquecida, é imprescindível que possua uma cortina translúcida e ofereça, no mínimo, 20 lux (medidos com um luxímetro) em 80% da área do chão do aviário. Além disso, deve contar com um poleiro, um saco plástico preenchido com cama e uma corda para cada 1.000 aves, sendo que o poleiro tem sido progressivamente substituído por uma rampa para cada 6.000 aves.

Para garantir o cumprimento dessas normas, a empresa designa um auditor fiscal que verifica se as condições estabelecidas estão sendo respeitadas. Esse auditor também avalia se o granjeiro realiza o abate das aves de maneira adequada (deslocamento cervical) e se os protocolos sanitários são seguidos corretamente.



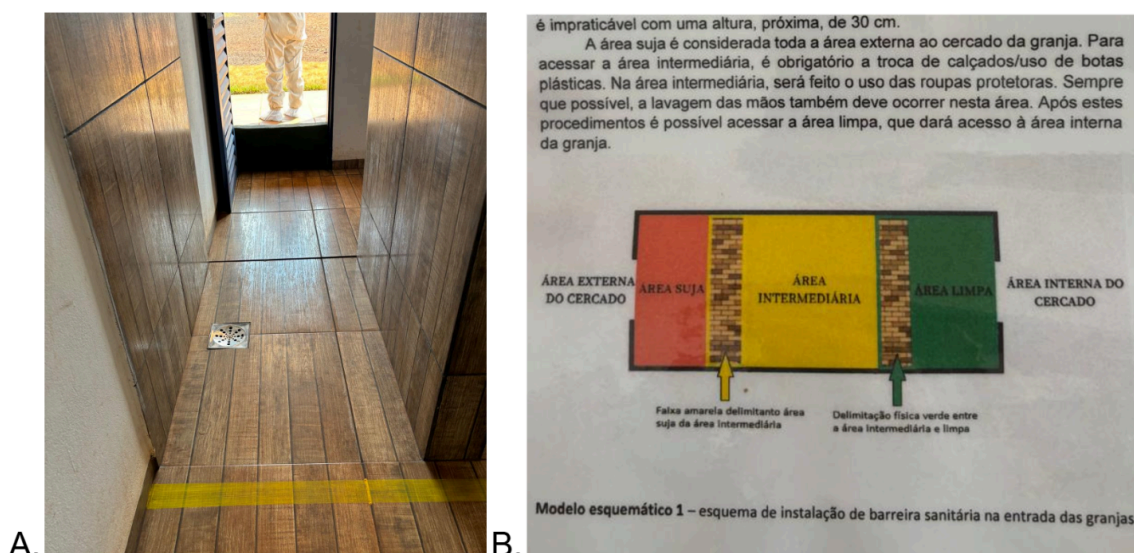
Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 11 - A) Poleiro. B) Cordas. C) Sacos de cama.

3.6. Biosseguridade

Os procedimentos de biosseguridade são rigorosos e são implementados em todas as granjas. Auditorias são realizadas nas granjas integradas, abrangendo tanto os produtores quanto os funcionários terceirizados que atuam nelas.

Na entrada das granjas, há um arco de desinfecção pelo qual os veículos devem obrigatoriamente passar. Também existe uma barreira sanitária (*step-over*) que determina a troca de calçados, sendo necessária a utilização de botas plásticas novas que devem cobrir os sapatos, além da troca de vestuário para a colocação de macacões previamente higienizados. Essa barreira física é constituída por uma mureta de concreto, que pode ser de outros materiais, com altura aproximada de 30 cm.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 12 - A) Barreira sanitária física e, ao fundo, funcionário da empresa devidamente trajado de acordo com as normas de biosseguridade. **B)** Esquema da barreira sanitária presente nas granjas.

Além disso, os integrados devem garantir que os arredores da granja estejam limpos, grama aparada, com arborização para sombreamento do núcleo sem árvores frutíferas ou que gerem flores e a granja deve ser totalmente cercada. Nos galpões, deve haver telas anti-pássaros, sem frestas e com portas teladas.

O escritório, onde ficam os documentos do produtor, deve estar limpo e organizado. O local onde se realiza as necropsias é escolhido pelo produtor e deve ser bem higienizado, conter lata de lixo, recipiente para aves mortas, pia com torneira, sabonete líquido, papel-toalha e álcool em gel.

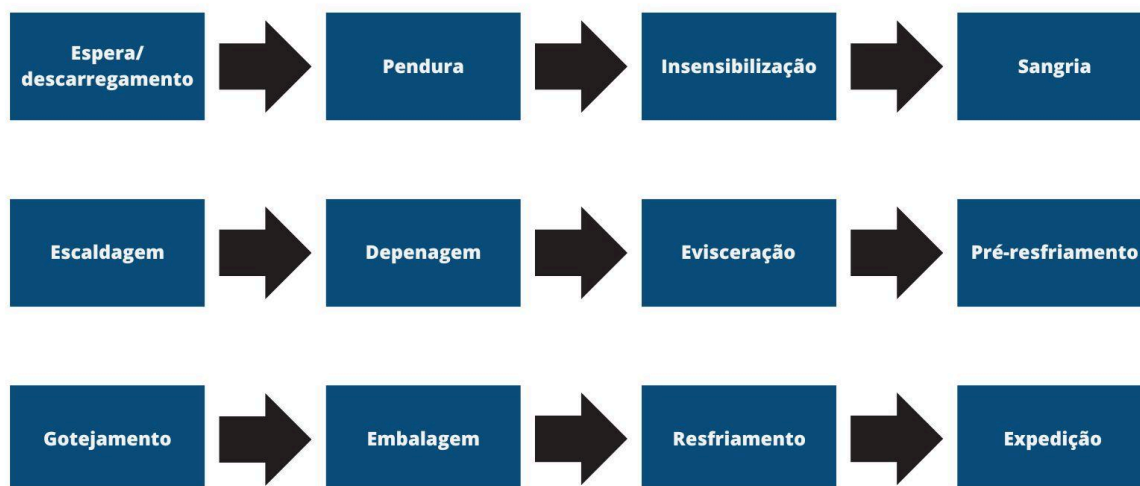
Para o controle de roedores, são utilizados anéis sanitários, como canos de PVC entre 10-50 cm ou porta-isca específico com iscas raticidas a cada 15 a 20 metros ao redor do aviário, todas as iscas são numeradas e identificadas no Mapa de Iscas do aviário. Os ratos mortos são destinados à composteira.

3.7. Frigorífico

O frigorífico da JBS Seara trabalha somente com cortes de frango. As aves devem chegar em jejum de 8-12 horas, somente com dieta hídrica. As equipes de apanha são treinadas quanto aos procedimentos de bem-estar animal e apanham as aves com as duas mãos, segurando-as pelo dorso com as mãos sob as asas para

evitar que se debatam. As cortinas do aviário são erguidas para escurecer o ambiente. Durante o transporte, o ar e a ventilação devem ser garantidos às aves. Antes do transporte, para refrescá-las, são pulverizadas com água.

Abaixo encontra-se o fluxograma de abate:



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 13 - Fluxograma do abate de frangos de corte.

Na unidade da empresa, também é realizado o abate Halal, onde um grupo de muçulmanos da Arábia Saudita realizam parte da sangria, enquanto citam passagens religiosas do Alcorão. A sangria é feita mecanicamente por uma máquina com uma serra afiada, direcionada à Meca, que corta a artéria carótida e veia jugular. Em seguida é feito um repasse manual com faca pelos muçulmanos.

3.8. Incubatório

O incubatório da JBS Seara Alimentos localiza-se no município de Batatais, próximo à Nuporanga. Possui banheiros masculino e feminino em sua entrada, por onde todos os colaboradores entram e devem banhar-se e vestir-se com roupas fornecidas pelo incubatório. Possui uma sala para armazenar os ovos recebidos dos matrizeiros com temperatura e umidade controladas, entre 19 e 20°C e 70% de umidade. Nesta sala, os ovos são separados por produtores e classificados em ovo normal, ovo sujo e ovo sujo de cama. Semanalmente, é feito ovoscopia em todos os ovos.

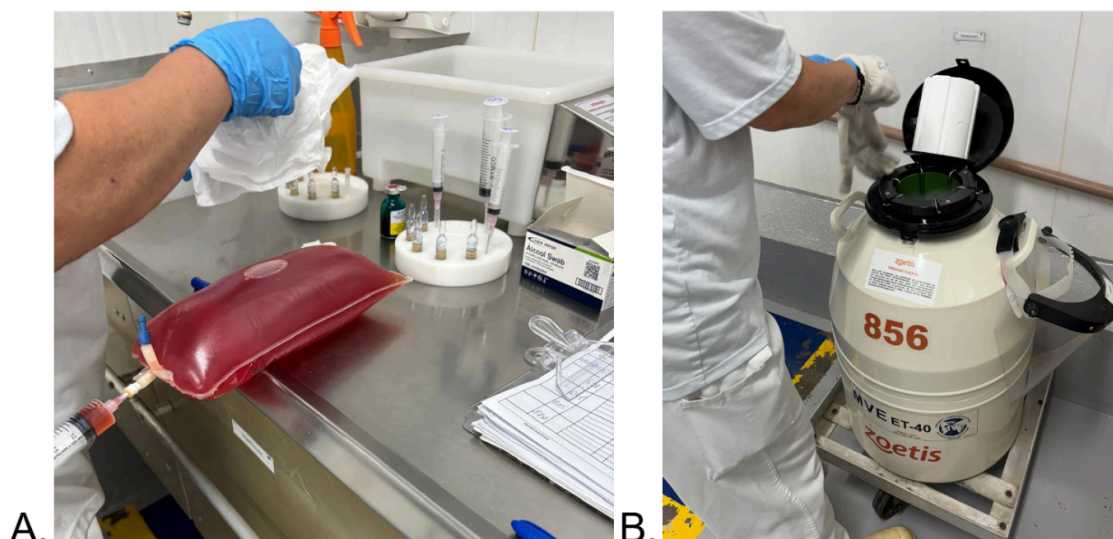
Os ovos são incubados em salas higienizadas diariamente, com temperaturas em torno de 37,3°C, dispostos em bandejas que movimentam-se lentamente a cada 10 minutos para equilibrar a distribuição de calor pelo ovo.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 14 - A) Salas incubadoras. **B)** Sala incubadora vista por dentro.

No 19º dia de incubação, realiza-se a vacinação *in ovo*, combinando os antígenos das vacinas contra a Enfermidade de Marek, Enfermidade de Gumboro e Bouda Aviária. A cada 50 minutos, um funcionário prepara as vacinas. Para a vacina contra Bouda Aviária, 4 mL de diluente são adicionados ao frasco contendo a vacina liofilizada. A mistura é homogeneizada e transferida para um saco esterilizado de 1200 mL, com capacidade para vacinar até 24 mil ovos. No mesmo saco, também é inserida a vacina contra Enfermidade de Gumboro, preparada com três frascos, aos quais são adicionados 6 mL de diluente em cada um. Após a homogeneização, as soluções são transferidas para o saco de vacina. A vacina contra a Enfermidade de Marek é preparada com 24 ampolas, retiradas de tanques de nitrogênio líquido e descongeladas previamente em água destilada, sendo então adicionadas diretamente ao saco de vacina. Por fim, 1 mL de corante é incorporado à mistura contendo todas as vacinas.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 15 - A) Funcionária preparando as vacinas. **B)** Tanque de nitrogênio líquido contendo vacinas para Marek.

Após a vacinação, os ovos são transferidos para as máquinas adequadas para a eclosão dos ovos (nascadouros) após 21 dias de incubação. Os recém-nascidos são transferidos para a sala de sexagem, onde são separados em machos e fêmeas com base nas características das penas primárias e secundárias das asas das aves. Após a separação, são destinados a outra sala em que são vacinados contra a Bronquite Infecciosa das Galinhas e recebem produto probiótico por meio de pulverização por *spray*.



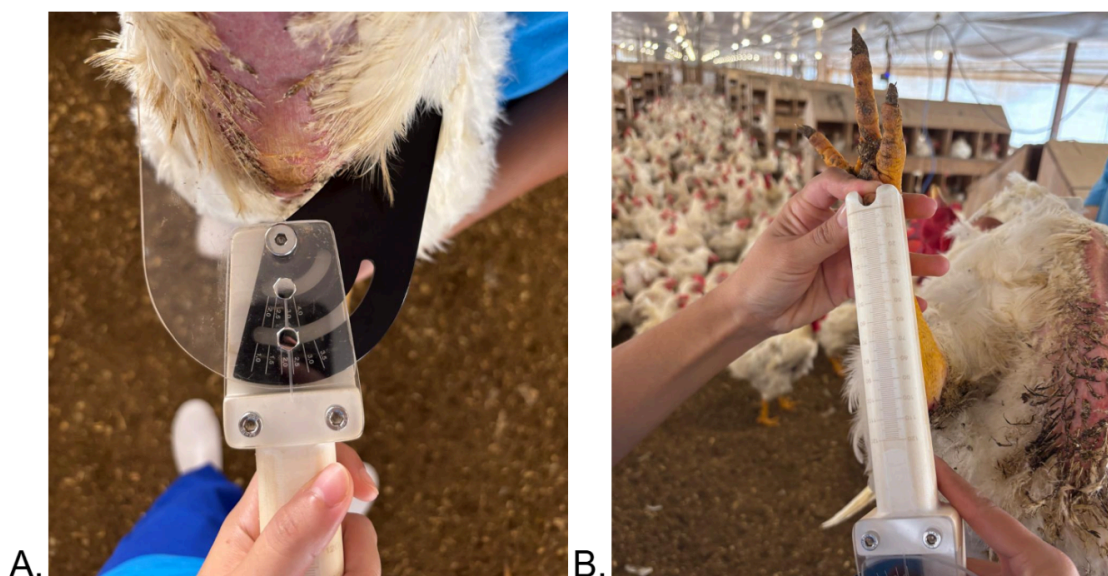
Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 16 - Pintainhos sendo vacinados para Bronquite Infecciosa em conjunto com probiótico.

3.9. Matriseiros

Os matrizeiros da empresa são responsáveis pela criação e reprodução de aves que dão origem aos pintainhos destinados à produção de frango de corte. O processo inicia-se com a seleção de matrizes Ross AP95 de alta qualidade genética, as quais são criadas em condições adequadas de manejo e nutrição, garantindo uma reprodução eficiente e o desenvolvimento de pintainhos saudáveis.

As matrizes vivem aproximadamente até às 60 semanas de vida. Após esse período, são destinadas ao abate em outra unidade da empresa. Durante a vida do lote, são analisados fatores zootécnicos para verificar a saúde dos reprodutores, como abertura do peito dos galos, a qual deve estar entre 2-3 cm e o comprimento de canela dos mesmos, que deve ser igual ou superior a 10 cm. Também verifica-se a coloração da cloaca dos machos (deve estar avermelhada) e a abertura pélvica da fêmea para determinar se está botando ovos (deve ser igual ou superior a três dedos).



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 17 - A) Medidor de abertura de peito. **B)** Medidor de canela.

A estrutura das granjas é preparada para a postura de ovos férteis, dispondo de equipamentos que removem a sujeira dos pés das aves antes de chegarem aos ninhos. Os ninhos são coletivos e possuem cerdas para acomodar os ovos, que são levados por uma esteira até a sala de ovos. Na sala de ovos, são classificados de

acordo com sua condição e origem, como ovos limpos, ovos sujos de ninho e ovos sujos de chão. Em seguida, são levados à outra sala que os mantém refrigerados.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 18 - A) Estruturas que removem sujeira dos pés das aves. **B)** Sala de ovos refrigerada.

A biosseguridade é muito importante e reforçada nos matrizeiros, que dispõe de banheiros para banho obrigatório a qualquer pessoa que adentre à granja, fumigador com paraformol para materiais que necessitam estar no local e programas vacinais para combater Reovírus, *Salmonella* spp., Birnavírus, Paramyxovirus, Coronavírus, Pneumovírus, Avipoxvirus, Picornavírus e Circovírus. Vale ressaltar que a vacina para combater o Coronavírus é aplicada até o fim da vida do lote via água de bebida.

PROGRAMA DE VACINAÇÃO DE MATRIZES									
Betânia Recria									
LOTE		NASCIMENTO 27-10-2024			ALOJAMENTO				
IDADE	PREVISÃO	VACINA		VIA	PEDIDO	LABOR.	INÍCIO	TÉRMINO	
6 dias	02-11-2024	Reovirus		ÁGUA DE BEBIDA	EM ESTOQUE	VAXXINOVA			
7 dias	03-11-2024	Salmonela Viva ST/SE - Avipro duo		ÁGUA DE BEBIDA	EM ESTOQUE	ELANCO			
4 semanas	24-11-2024	Gumboro		AGUA DE BEBIDA/OCULAR	EM ESTOQUE	VAXXINOVA			
	24-11-2024	Doença de Newcastle + Bronquite Infecciosa			EM ESTOQUE	ZOETIS			
	24-11-2024	Bronquite Infecciosa BR1			28/10/2024	VAXXINOVA			
5 semanas	01-12-2024	Salmonela Viva ST/SE - Avipro duo		AGUA DE BEBIDA	28/10/2024	ELANCO			
6 semanas	08-12-2024	Pneumovirose		OCULAR	28/10/2024	BOEHRINGER			
	08-12-2024	Bouba Forte		MEMBRANA DA ASA	28/10/2024	BIOVET			
	08-12-2024	Reovirus			28/10/2024	ZOETIS			
7 semanas	15-12-2024	Encefalomielite		AGUA DE BEBIDA	28/10/2024	VAXXINOVA			
9 Semanas	29-12-2024	Anemia Infecciosa		AGUA DE BEBIDA		ELANCO			
10 semanas	05-01-2025	Bronquite Infecciosa MAS		AGUA DE BEBIDA		MSD			
11 semanas	12-01-2025	Encefalomielite		AGUA DE BEBIDA		BIOVET			
12- 13 semanas	19-01-2025	Salmonela Avisan		INTRAMUSCULAR		HIPRA			
	19-01-2025	Reovirus (autógena)				VAXXINOVA			
	19-01-2025	Maxximune				CEVA			
13 semanas	26-01-2025	Salmonela Viva ST/SE - Avipro duo		AGUA DE BEBIDA		ELANCO			
14 semanas	02-02-2025	Reovirus		AGUA DE BEBIDA		VAXXINOVA			
15 semanas	09-02-2025	Pneumovirus		SPRAY / AGUA DE BEBIDA		BOEHRINGER			
18-19 semanas	02-03-2025	Salmonela Avisan		INTRAMUSCULAR		HIPRA			
	02-03-2025	Maternavac Reo				ZOETIS			
	02-03-2025	Reovirus (autógena)				VAXXINOVA			
	02-03-2025	IBMulti				MSD			
VERMÍFUGO	02-01-1900								
PROPÉ	18-02-1900								
20 semanas	16-03-2025	Bronquite infecciosa MAS + BR1		SPRAY / AGUA DE BEBIDA		MSD + VAXXINOVA			
Transferência									
IDADE	PREVISÃO	VACINA		VIA	PEDIDO	LABOR.	INÍCIO	TÉRMINO	
24 Semanas	13/04/2025	Bronquite infecciosa MAS		AGUA DE BEBIDA		MSD			
30 semanas	25/05/2025	Bronquite infecciosa MAS		AGUA DE BEBIDA		MSD			
36 semanas	06/07/2025	Bronquite infecciosa MAS		AGUA DE BEBIDA		MSD			
42 semanas	17/08/2025	Bronquite infecciosa MAS		AGUA DE BEBIDA		MSD			
48 semanas	28/09/2025	Bronquite infecciosa MAS		AGUA DE BEBIDA		MSD			
54 semanas	09/11/2025	Bronquite infecciosa MAS		AGUA DE BEBIDA		MSD			
60 semanas	21/12/2025	Bronquite infecciosa MAS		AGUA DE BEBIDA		MSD			

Fonte: Arquivo JBS Seara Alimentos.

Figura 19 - Programa vacinal das matrizes.

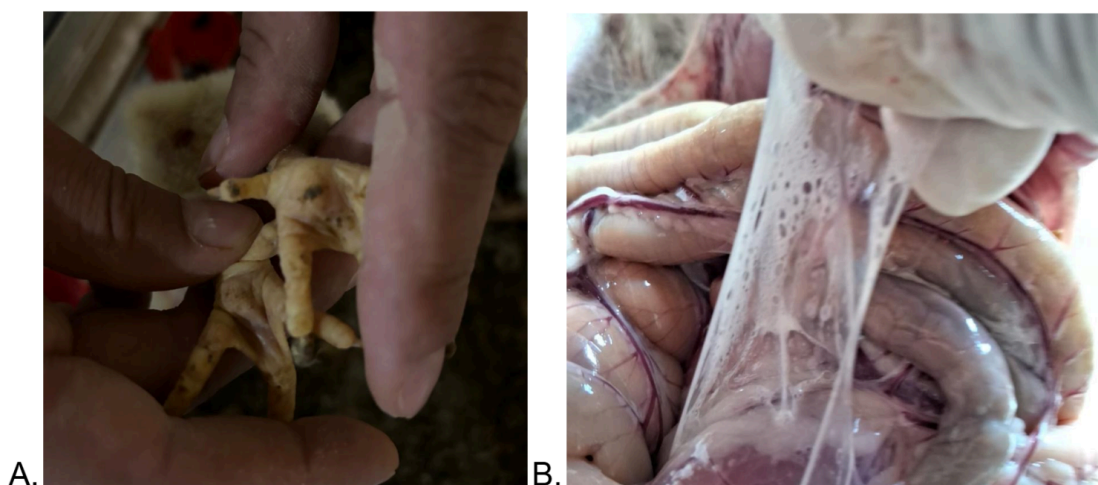
4. Discussão das atividades desenvolvidas

A JBS, maior produtora de proteína animal do planeta, possui mais de 70 marcas que chegam a 190 países, gerando diversos empregos no Brasil. Devido à unidade de Nuporanga atender ao mercado externo, o nível de exigência com os funcionários e terceiros é muito alto. Por isso, o papel do médico veterinário nessa unidade é tão crucial. Durante o período de estágio, tive a oportunidade de

acompanhar todas as etapas da cadeia produtiva da criação de frangos de corte, especialmente as etapas à campo.

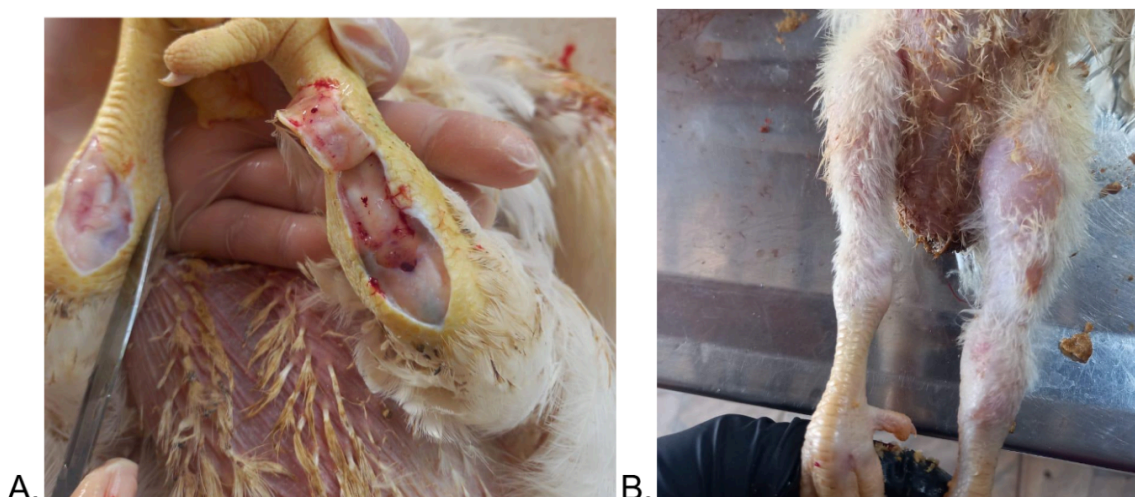
O estágio desenvolvido na JBS Seara Alimentos, no setor de Agropecuária acompanhando os extensionistas, mostrou-se com uma rotina ampla, sobretudo os procedimentos realizados nas granjas.

Nas granjas atendidas durante o estágio, os problemas mais frequentes relatados foram aerossaculite, espirros/ronqueira, calos de pata e artrite, além da síndrome da morte súbita em alguns lotes de machos.



Fonte: Arquivo pessoal.

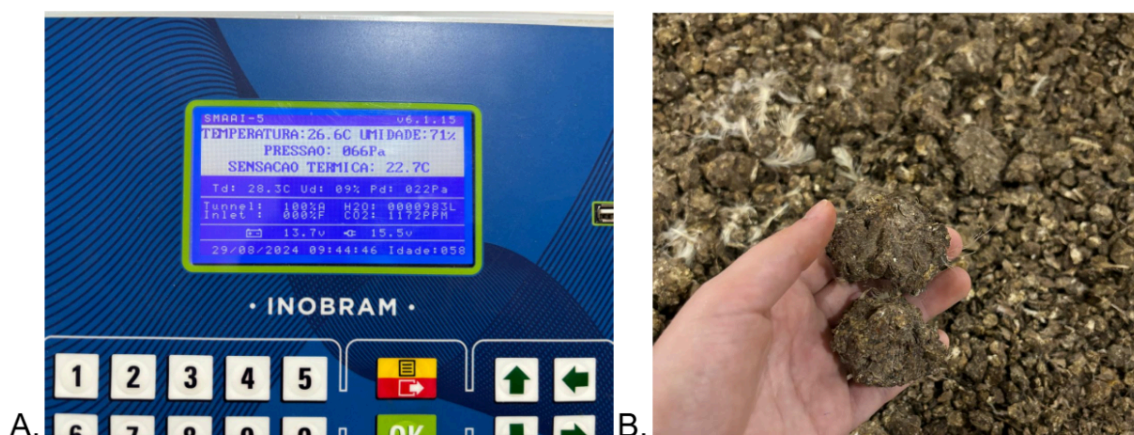
Figura 20 - A) Pododermatite inicial. **B)** Sacos aéreos contendo exsudato.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 21 - A) Ave com artrite grau 3. **B)** Ave com artrite e aumento de volume do membro inferior esquerdo.

As maiores dificuldades apresentadas pelos granjeiros foram relacionadas à ambiência. Nos primeiros dias de vida das aves, houveram problemas para abastecer as fornalhas durante a madrugada. Posteriormente, os problemas passaram a ser relacionados à ventilação insuficiente e dificuldades de ajustar a relação temperatura/umidade/pressão com os exaustores, *inlets* e *coolings* do galpão. No que diz respeito à ambiência, diversos granjeiros expressaram preocupação com as camas, que estavam tornando-se excessivamente emplastadas nas laterais, além de apresentarem uma formação acentuada de cascas ao final do período de criação das aves. Ademais, os pés e outras partes condenadas do frango acarretam significativos descontos financeiros, tanto para o produtor, quanto para a empresa, uma vez que são registradas no frigorífico e resultam em penalizações para o produtor e para a empresa.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 22 - A) Painel de controle. **B)** Cama com cascas.

5. Conclusão

O estágio contribuiu de forma significativa para a fundamentação do conhecimento teórico obtido durante a graduação em Medicina Veterinária através da rotina e dos casos analisados em granjas. Sendo assim, pude aprimorar minhas habilidades como médica veterinária e como pessoa, ao estabelecer uma relação de confiança e interdependência com os granjeiros, uma vez que são um dos pilares da avicultura. Em suma, o estágio curricular favoreceu o desenvolvimento de habilidades teórico-práticas e conhecimento da área empresarial, promovendo um amplo conhecimento dos diversos setores que permeiam a avicultura.

II. Monografia: Problemas locomotores presentes em frangos de corte

1. Introdução

O setor avícola brasileiro é caracterizado por sua modernidade, impulsionado por inovações tecnológicas que promovem o aumento da produtividade e do faturamento. As exportações de carne de frango iniciaram-se na década de 1970, com o Brasil consolidando-se, no século XXI, como o maior exportador. Atualmente, o país ocupa a posição de segundo maior produtor global de carne de frango, com uma produção de 14,833 milhões de toneladas em 2023 (Associação Brasileira de Proteína Animal, 2024). Nos últimos anos, o crescimento contínuo da produção avícola no Brasil tornou fundamental o investimento em segurança alimentar, com ênfase em biossegurança, infraestrutura, manejo e nutrição, visando à obtenção de resultados superiores e à oferta de um produto de alta qualidade aos consumidores (EMBRAPA, 2020; Associação Brasileira de Proteína Animal, 2024).

No mercado internacional, os pés de frango são amplamente valorizados, sobretudo nos países asiáticos, principais importadores e consumidores desse produto (PADILHA; SILVA; SAMPAIO, 2006; MENDES, 2014). No entanto, a qualidade deste produto está diretamente relacionada ao bem-estar das aves, uma vez que a dificuldade de locomoção afeta significativamente a saúde dos animais, comprometendo sua fisiologia e causando dor e desconforto. Além disso, o mercado valoriza o cumprimento das normas de bem-estar animal (NÄÄS, 2008). Os problemas locomotores também dificultam o acesso da ave à água e ao alimento, agravando a violação dessas diretrizes e levando o animal a experimentar fome e sede (WEEKS et al., 2000; BROOM e MOLENTI, 2004; CORDEIRO, 2012).

Em síntese, os problemas locomotores em frangos de corte de rápido crescimento tornaram-se uma preocupação crescente no mercado, especialmente no setor de exportação, devido ao baixo desempenho das aves, às perdas nos abatedouros e ao impacto negativo sobre o bem-estar animal (ALMEIDA PAZ et al., 2010).

Diante disso, é evidente a necessidade de investigar os fatores que contribuem para o desenvolvimento dessas condições, visando compreender melhor seus sinais clínicos, fisiopatogenia, diagnóstico e tratamento.

2. Revisão de literatura

2.1.1. Artrite em frangos de corte

A artrite em aves domésticas é uma patologia que compromete a função locomotora devido à inflamação da articulação tibiotarsal, podendo ter origem infecciosa ou não (FALLAVENA, 2000; SILVEIRA, 2022). Além de impactar a saúde e o bem-estar das aves, gera prejuízos econômicos significativos, devido à alta taxa de condenação de carcaças nos frigoríficos (RECK et al., 2012).

A artrite em aves pode ter diversas etiologias, sendo Reovírus o principal agente viral, enquanto bactérias como *Mycoplasma* spp., *Salmonella* spp., *Pasteurella* spp., *Staphylococcus* spp. e *Escherichia coli* também são agentes causadores (SILVEIRA, 2022). Quando a doença tem origem ambiental, está relacionada a fatores como a umidade e o material da cama, bem como à umidade do ar, ao sexo das aves e à densidade populacional no galpão, já que alta densidade facilita a disseminação de patógenos (BARRETO et al., 2022).

Em um estudo realizado pela Embrapa, nos anos de 2012 a 2015, avaliando 153 abatedouros-frigoríficos, foi observado que a artrite foi responsável por 7,54% das condenações parciais e 0,81% das totais (COLDEBELLA et al., 2021). Entre 2016 e 2019, analisando 144 abatedouros, a artrite em uma única articulação representou 6,59% das condenações parciais, enquanto a artrite em múltiplas articulações foi responsável por 0,09% das condenações parciais e 1,86% das totais (COLDEBELLA et al., 2021). Além disso, as lesões causadas pela artrite não podem ser removidas pelos equipamentos que cortam as patas ou a articulação tibiotarsal, nem manualmente com o auxílio de faca, pois isso pode contaminar os equipamentos e gerar riscos sanitários para a indústria (BARRADAS, 2019; BRASIL, 2021).

A artrite em aves pode ser classificada em quatro graus (COELHO, 2006; NICKEL, 2017). O grau 0 indica ausência de lesão aparente; o grau 1 caracteriza-se pelo aumento de volume discreto, sem alteração de coloração; no grau 2, há leve mudança de coloração e aumento de volume; já no grau 3, as alterações de coloração são evidentes e difusas, o aumento de volume é significativo e ocorre a formação de exsudato, que pode ser hemorrágico, seroso, fibrinoso ou caseoso

(COELHO, 2006; NICKEL, 2017). Quando as lesões estão restritas a uma área específica ou a um órgão isolado, ocorre a condenação parcial da carcaça, com remoção da área afetada. Se as lesões forem abrangentes, múltiplas ou sistêmicas, a condenação é total (BRASIL, 2017).

2.1.2. Patogenia e sinais clínicos

A artrite pode ser classificada em forma aguda ou crônica. Na forma aguda, a inflamação manifesta-se com aumento de temperatura local, sinais de dor, claudicação, hemorragia e aumento de volume na área afetada. Já na forma crônica, a ave pode apresentar claudicação ou imobilidade do membro afetado, além de fusão das bainhas tendinosas (PEREIRA, 2019). Nas membranas sinoviais, a fase aguda é caracterizada por coloração avermelhada, enquanto a fase crônica exibe endurecimento das mesmas. Microscopicamente, o exsudato na fase aguda pode conter fibrina e hemácias e, em casos mais avançados, é possível observar a presença de heterófilos e exsudato caseoso (COELHO, 2006).

Reovírus se replica em vários tecidos na fase inicial da doença e pode ser distinguido de infecções causadas por outros patógenos pelo envolvimento dos tendões extensores e flexores digitais e metatarsianos, além da possível presença de infiltrado heterofílico no miocárdio. No entanto, para um diagnóstico definitivo, é necessária a identificação do vírus em amostras clínicas (SCHAEFER, 2022). Infecções em aves com mais de 22 dias de vida, geralmente afetam as epífises proximais do fêmur e tibiotarso, podendo resultar em necrose da cabeça do fêmur (PEREIRA, 2019). Embora *Staphylococcus aureus* faça parte da microbiota natural da pele e do sistema respiratório das aves, também pode causar artrite irreversível em aves cujas articulações já estão infectadas por outros patógenos (NICKEL, 2017).

Os sinais clínicos de uma ave acometida pela artrite por Reovírus são redução da mobilidade das pernas ou ancilose, apatia, perda de peso, decúbito ventral e morte por inanição e desidratação. Dependendo da causa e do agente, pode apresentar diarreia branco a branco-amarelada, asas caídas e mortalidade (COELHO, 2006; ASSUNÇÃO, PALKA e PAVONI, 2018; DUARTE, 2019).

2.1.3. Diagnóstico

O diagnóstico da artrite consiste em uma associação dos sinais clínicos com as lesões macroscópicas, como edema em um ou mais membros afetados nas epífises da articulação tíbio metatársica e/ou infiltração de heterófilos no miocárdio. Entretanto, não são lesões patognomônicas. Por isso, a identificação realizada por PCR ou RT-PCR (Reação em Cadeia da Polimerase e Reação de Transcriptase combinada com a Reação em Cadeia da Polimerase) é necessário para diagnosticar a artrite provocada por Reovírus (HILL et al., 1989; SANTOS, 2019; PITCOVSKI e GOYAL, 2020).

2.1.4. Prevenção e controle

A prevenção da artrite é realizada principalmente por medidas de biossegurança, que incluem auditorias, educação das equipes envolvidas, além de medicação e vacinação (FREITAS e RECK, 2020). A vacinação contra Reovírus pode ser aplicada em matrizes, utilizando vírus vivo atenuado ou vírus inativado. Um estudo realizado em 1985 consistiu em infectar pintainhos de um dia de vida provenientes de matrizes vacinadas e não vacinadas para Reovírus, demonstrando que nos animais oriundos de matrizes vacinadas, que possuíam anticorpos maternos, houve redução de lesões de tenossinovite em aproximadamente 50% (JONES e NWAJEI, 1985).

No entanto, a eficácia da vacinação pode ser comprometida devido ao surgimento de novas variantes, resultantes da alta capacidade de mutação do vírus (ASSUNÇÃO; PALKA; PAVONI, 2018). No caso das artrites infecciosas bacterianas, o tratamento é realizado com antibioticoterapia (BACK, 2010).

2.2. Artrite infecciosa em frangos causada por Reovírus

A artrite infecciosa provocada pelo Reovírus (ARV) pertencente à família Reoviridae, da subfamília Spinareovirinae, do gênero *Orthoreovirus* e espécie *Avian orthoreovirus* (CARLI, 2019). Reovírus é encontrado em diversas aves, no entanto, em aves de produção, pode provocar a artrite (SCHAEFER, 2022). Reoviridae são vírus não envelopados, icosaédricos, cujo capsídeo é constituído por concha dupla, no qual o diâmetro da concha externa mede entre 80-82nm e da concha interna entre 60-62nm. Seu genoma é composto por RNA de fita dupla e são resistentes à

diversas condições físicas e químicas (MARTINS e RESENDE, 2009). O primeiro isolamento desse vírus foi registrado em 1954, nos Estados Unidos da América, no trato respiratório de aves e, em 1957, em articulações de aves com artrite infecciosa. Essas aves também apresentavam infecção por *Mycoplasma synoviae*. Além das articulações e pulmões, o vírus pode ser isolado de outros órgãos, como fígado, baço e rins (BACK, 2010). Reovírus é considerado etiologia primária em doenças como a artrite-tenossinovite viral e a Síndrome da Má Absorção (MARTINS e RESENDE, 2009).

A principal lesão causada pela reovirose em aves afeta as articulações do tarso e metatarso, sendo também associada a problemas respiratórios e gastroentéricos. O vírus tem predileção pelos tendões gastrocnêmio e pelas membranas periarticulares. Entretanto, é comum que as aves não apresentem sinais clínicos evidentes, o que dificulta o diagnóstico e favorece a disseminação da infecção (COELHO, 2006; REVOLLEDO e FERREIRA, 2009; BACK, 2010).

A forma aguda ocorre mais em reprodutores de corte, especialmente em machos entre 12-16 semanas de vida, com aumento do volume da articulação, congestão e hemorragia, podendo apresentar ruptura do tendão gastrocnêmio, flexor digital e/ou extensor do metatarso. Na forma crônica pode ocorrer fusão das bainhas dos tendões, claudicação, imobilidade e deformação articular (MARTINS e RESENDE, 2009).

Vasconcelos e colaboradores (2001) realizaram um experimento que consistiu na inoculação do Reovírus em aves. Durante a primeira semana, houve a presença de infiltrado mononuclear e heterofílico na bainha do tendão flexor digital, independente da via de administração do vírus. Na semana seguinte, a maior porção do infiltrado passou a ser mononuclear, provocando aumento no tecido, desorganização das fibras de colágeno, formação de folículos linfóides e necrose dos tendões, assim como proliferação de células pertencentes à membrana sinovial da articulação. Ainda segundo os autores, ao se administrar o vírus pela via oral, este se replica primeiro no epitélio do trato intestinal e, através das placas de Peyer, atinge a corrente sanguínea, tornando-se sistêmico. Quando a administração do vírus foi pelo coxim plantar, o vírus se replicou primeiro localmente e, posteriormente, atingiu a corrente sanguínea. Outro fator relevante é o caráter crônico das lesões provocadas pela doença que atinge os tendões, o vírus replica-se

neles, afeta os fibroblastos e o tecido tendinoso, fazendo com que seja substituído por tecido fibroso.

Os sinais clínicos da artrite viral são claudicação, redução da capacidade locomotora, apatia, muito tempo em decúbito ventral, aumento de volume do membro afetado e morte devido à desidratação e/ou inanição. O vírus persiste nas articulações e tonsilas cecais por muitos dias na ave portadora e, dependendo da condição imunológica da ave, pode migrar para outros tecidos, como intestinal e respiratório. Por isso, o vírus é expelido e transmitido pela respiração das aves e pela sua excreta. A transmissão ocorre por via horizontal de ave para ave, por fômites, trânsito de pessoas, secreções respiratórias e intestinais e via vertical.(VASCONCELOS et al., 2001; COELHO, 2006; BACK, 2010; MOR et al., 2013; MOR et al., 2014).

A principal forma de transmissão do Reovírus é horizontal, de ave para ave, através da excreção intestinal ou de exsudato respiratório (MARQUART et al., 1983; JONES e NWAJEI, 1985). A transmissão vertical, apesar de menos comum, também ocorre, na qual o agente atinge os embriões. Em aves experimentalmente infectadas, o Reovírus esteve presente em células do fibroblasto de pintainhos cuja postura ocorreu 17-19 dias após a inoculação do vírus nas reprodutoras (MAY; DUNNE; BROWN, 2014).

O diagnóstico da artrite viral é baseado na combinação de sinais clínicos como inchaço na região afetada, claudicação, problemas respiratórios e perda de peso, com o isolamento viral. A presença de infiltrado de heterófilos no miocárdio é um indicativo diferencial importante, ajudando a distinguir a artrite viral causada por Reovírus de outras doenças (CARLI, 2019; SCHAEFER, 2022). O isolamento do vírus é essencial para confirmar o diagnóstico (SCHAEFER, 2022). O teste de ELISA é amplamente utilizado para detectar anticorpos ou antígenos do Reovírus, utilizando macerado viral com o antígeno para sensibilizar as placas. Além disso, testes moleculares como RT-PCR e RFLP (Polimorfismo do Tamanho dos Fragmentos) são empregados para determinar a linhagem viral e diferenciar cepas selvagens de cepas vacinais (CARLI, 2019; SOUZA, 2019b). Após o sequenciamento completo de genomas do Reovírus, foi identificado que o segmento M1 é o mais conservado, com 95% de similaridade genética, sendo, portanto, o segmento escolhido para os testes de RT-PCR (CARLI, 2019).

A prevenção da artrite viral é feita por meio de medidas de biossegurança e vacinação de reprodutores que passarão níveis de anticorpos neutralizantes do Reovírus para sua prole através do saco vitelínico. A vacinação pode ser feita utilizando-se vacinas vivas atenuadas ou inativadas (TAKASE, FUJIKAWA e YAMADA, 1996; JONES, 2013; MOR et al., 2015).

A biossegurança desempenha um papel fundamental nesse contexto, sendo essencial implementar medidas rigorosas de higienização, como a limpeza do local e o uso de vazios sanitários. Além disso, é indispensável que todas as pessoas que circulam no ambiente utilizem Equipamentos de Proteção Individual (EPIs), incluindo vestimentas de proteção limpas, botas desinfetadas e realizem a lavagem adequada das mãos. A emissão do Guia de Transporte Animal (GTA) também é obrigatória, garantindo que o incubatório esteja certificado conforme as diretrizes estabelecidas pelo Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA) (DUARTE et al., 2020; SILVA et al., 2021; SIQUEIRA, 2022).

2.3. Artrite infecciosa em frangos causada por *Mycoplasma* spp.

A micoplasmose é uma infecção bacteriana causada por espécies do gênero *Mycoplasma*, pertencente à família Mycoplasmataceae. Essas bactérias são Gram-negativas, desprovidas de parede celular e possuem uma membrana trilaminar composta por proteínas, fosfolipídios e glicolipídios. São as menores bactérias conhecidas e possuem preferência pelas mucosas e serosas das aves (NASCIMENTO, 2000). Dentre as espécies que acometem aves, *Mycoplasma synoviae* (MS) e *Mycoplasma gallisepticum* (MG) são as de maior relevância em relação à artrite infecciosa (BACK, 2010; SILVA, 2019). O período de incubação dessas bactérias varia de 6 a 21 dias em infecção experimental; em condições naturais, é estimado de 6 a 10 dias em infecção pela via vertical (pelo ovo) e de 15 a 21 dias em infecção horizontal (YODER JR., 1991; WHITFORD et al., 1993; KLEVEN, 2003).

Mycoplasma synoviae é responsável por infecções articulares que causam artrite e podem acometer também o trato respiratório. A doença acarreta prejuízos econômicos devido à condenação de carcaças, redução na eclodibilidade de ovos e comprometimento da imunidade das aves, abrindo espaço para outras enfermidades (REVOLLEDO e FERREIRA, 2009; BACK, 2010; BAO et al., 2014). A transmissão

da bactéria pode ocorrer de forma horizontal, pelo contato com secreções respiratórias, sexualmente durante o acasalamento, por fômites e trânsito de pessoas; ou vertical, quando o ovo toca os sacos aéreos abdominais contaminados, antes de chegar ao infundíbulo (YODER JR., 1991; WHITFORD et al., 1993; KLEVEN, 2003). As reprodutoras infectadas podem permanecer portadoras e contaminar o ambiente por longos períodos (REVOLLEDO e FERREIRA, 2009; BACK, 2010).

Entre as espécies, *Mycoplasma gallisepticum* é a mais patogênica, afetando predominantemente o trato respiratório. A infecção compromete a respiração das aves, causando tosse, espirros, sinusite, aerossaculite, secreção nasal e culminando na Doença Respiratória Crônica, além disso, também pode provocar artrite (LEY, 2003; BACK, 2010; CASAGRANDE et al., 2014). *M. synoviae* provoca edema articular, sinovite, claudicação, palidez na crista, exsudato nas membranas sinoviais e nos tendões, além de perda de peso e calos no peito decorrentes de longos períodos em decúbito ventral. Embora a mortalidade seja baixa, ela pode aumentar quando há co-infecção com outros patógenos. As aves que manifestam a doença clínica provocada por MS também podem apresentar retardo no crescimento, calos no osso do peito devido aos problemas articulares que obrigam a ave a permanecer em decúbito por mais tempo, aerossaculites e queda na produção de ovos (VARDAMAN et al., 1973; MILLER JR., 1994; STIPKOVITS e KEMPFT, 1996; KLEVEN, 2003b).

Os achados anatomopatológicos incluem infiltração das membranas sinoviais, exsudato nos tendões, tendinite, artrite e bursite. No exame histológico, observa-se hiperplasia em órgãos como fígado, baço, moela e coração. Nas áreas articulares afetadas, como o tendão flexor digital e a membrana sinovial, identifica-se infiltrado linfohistiocitário difuso e acúmulo de heterófilos (REVOLLEDO e FERREIRA, 2009; BACK, 2010; RECK et al., 2012).

O diagnóstico é feito com base nos sinais clínicos observados, atentando-se às articulações. PCR, Soroaglutinação Rápida (SAR), Soroaglutinação Lenta (SAL), ELISA e inibição da hemaglutinação (HI) podem ser utilizados. O tratamento é baseado em antibioticoterapia e sua prevenção é feita através da obtenção e certificação de aves livres de MG e MS com monitoramento sorológico ou micoplasmológico que certifique a ausência das bactérias (STIPKOVITS e KEMPFT, 1996; VILLA, 1998; REVOLLEDO & FERREIRA, 2009; BACK, 2010).

2.4. Artrite infecciosa em frangos causada por *Escherichia coli*

A colibacilose é uma doença causada pela bactéria *Escherichia coli*, um bacilo Gram-negativo, anaeróbio facultativo, não esporulado e que fermenta glicose, maltose, manose, manitol, xilose, glicerol, ramanose, sorbitol e arabinose (FERREIRA e KNÖBL, 2009; BACK, 2010; MAIORKI, 2021). Os sorotipos mais comuns que acometem aves são O1:K1, O2:K1, O78:K80 e O35. Esta enfermidade representa um grande prejuízo financeiro para a indústria avícola anualmente (BACK, 2010). No estado de Minas Gerais, a colibacilose é a terceira principal causa de condenação total de carcaças em abatedouros (MOURA et al., 2012).

E. coli geralmente provoca toxinfecção secundária a outros patógenos e é capaz de colonizar diversos órgãos. Em aves, está frequentemente associada a osteomielite, sinovite e, notadamente, à artrite infecciosa, colisepticemia, peritonite, pericardite, doença respiratória crônica complicada, celulite e onfalite (FERREIRA e KNÖBL, 2009; ROSA, 2020). A bactéria coloniza as células intestinais e produz toxinas, cuja virulência varia conforme a cepa e a idade da ave. Os principais fatores de virulência de *E. coli* patogênica para aves são a expressão de adesinas, produção de sideróforos e a resistência à ação microbicida do soro (FERREIRA e KNÖBL, 2009).

Os animais que se recuperam da toxinfecção podem se tornar portadores, contribuindo para a disseminação no ambiente e entre outros animais através da excreção de *E. coli* pelas fezes (BACK, 2010). A bactéria pode sobreviver por muito tempo no ambiente, contaminando o solo, alimento e água. Aves que sobrevivem a um quadro septicêmico podem demonstrar outras lesões, como a sinovite (FERREIRA e KNÖBL, 2009).

Os sinais clínicos incluem dificuldades locomotoras, artrite, sinovite, longos períodos em decúbito, enterite, onfalite e aerossaculite (BACK, 2010; KNÖBL et al., 2008; BACK, 2010). O diagnóstico baseia-se na associação de alterações anatomopatológicas com o isolamento em meios de cultura seletivos (Mac Conkey, Eosina Azul de Metileno, Hoekten ou Verde Brilhante) seguido de testes bioquímicos que indiquem a geração de gás e ácido provenientes da fermentação da glicose (FERREIRA e KNÖBL, 2009). O tratamento, como em outras artrites infecciosas de

origem bacteriana, consiste na antibioticoterapia. A prevenção e o controle baseiam-se em medidas de biossegurança das granjas e em práticas de manejo sanitário adequadas (BACK, 2010).

2.5. Artrite infecciosa em frangos causada por *Staphylococcus* spp.

A artrite bacteriana também pode ser causada por *Staphylococcus* spp., que é o agente etiológico da estafilococose, uma infecção comum em aves. Essas bactérias são mesófilas, Gram-positivas e anaeróbias facultativas, com uma faixa de crescimento ideal entre 7°C e 47,8°C e morfologia de cocos em grumos. Embora sejam consideradas oportunistas, atuando como agentes secundários em infecções por Reovírus, como em casos de artrite concomitante, *Staphylococcus* spp. também pode ser agente primário (FERREIRA e FERREIRA, 2009; COELHO e BRITO, 2021; BERTON, 2022).

A maioria das infecções é causada por *Staphylococcus aureus*, que é frequentemente associado à artrite infecciosa em aves. Uma característica importante dessa bactéria é sua capacidade de formar biofilmes, o que favorece a sua aderência aos tecidos. Além disso, o biofilme desempenha um papel importante na inibição de processos imunológicos, como a quimiotaxia, fagocitose e ativação de linfócitos, dificultando sua eliminação pelo sistema imune (BARROS, 2011).

A sintomatologia clínica de aves atingidas são depressão, redução da capacidade locomotora, aumento do volume nas articulações afetadas e artrite, com presença de exsudato amarelado na região articular. Pode ser observado osteomielite com a cabeça do fêmur frágil, côndilos articulares quebradiços e amarelados, artrite, sinovite e, quando associado à infecção viral ou por *Mycoplasma synoviae*, periartrose. Na infecção sistêmica, ocorre alteração do fígado e sua coloração pode apresentar-se esverdeada, com necrose focal, aumento de volume e necrose e congestão do baço, rins e pulmão (FERREIRA e FERREIRA, 2009; BACK, 2010; RASHEED, 2011).

Para o diagnóstico, é feita uma associação das alterações anatomopatológicas com isolamento da bactéria em meio de cultura (BHI ou ágar sangue de carneiro 5%) e testes bioquímicos. A prova de coagulase e catalase é utilizada para distinguir *S. aureus* de outras espécies de *Staphylococcus* spp.

(FERREIRA e FERREIRA, 2009). Para o tratamento, se faz uso de antimicrobianos, apesar da alta resistência observada nessas bactérias. Por isso, é recomendado realizar testes de susceptibilidade antimicrobiana antes de iniciar o tratamento. Para prevenção, deve-se reforçar medidas de biossegurança e manejo sanitário (BACK, 2010; RASHEED, 2011).

2.6. Artrite infecciosa em frangos causada por outras bactérias

Existem outras bactérias que podem causar artrite, apesar de menos comuns. *Salmonella* é uma enterobactéria zoonótica de morfologia bacilar, Gram-negativa, não esporulados, anaeróbios facultativos que fermentam a glicose e outros açúcares, com mais de 2.500 sorotipos identificados. Destaca-se o biovar *Salmonella* Pullorum, responsável pela pulorose, associada a consideráveis perdas econômicas na avicultura (BACK, 2010; COSTA, SANTANA e COELHO, 2016; BERNARDO, 2022).

Os sinais clínicos são sonolência, anorexia, diarreia branca a branco-amarelada e mortalidade. A artrite é uma condição pouco frequente, mas já foi observada como sinal clínico decorrente de infecção causada por *Salmonella* Pullorum, apresentando inflamação das articulações tíbio-társica e sinovite (BERCHIERI JÚNIOR e FREITAS NETO, 2009; REVOLLEDO e FERREIRA, 2009; OH et al., 2010;; DUARTE, 2019; CRUZ OLIVEIRA et al., 2022).

Os sinais clínicos e achados anatomopatológicos são hepatomegalia, esplenomegalia, congestão hepática, renal e esplênica. Pode-se observar necrose no fígado, pulmão, intestino, miocárdio, moela e pâncreas. Lesões no miocárdio frequentemente apresentam exsudato amarelado com presença de fibrina, assim como o intestino grosso. As articulações acometidas podem conter exsudato caseoso ou líquido viscoso de coloração amarelada. O sistema reprodutor pode ser afetado, apresentando-se reduzido e pericardite é comumente identificada (KUMARI et al., 2013). Para o diagnóstico, empregam-se técnicas como isolamento do agente e tipificação do espécime *Salmonella* spp. (BERCHIERI JÚNIOR e FREITAS NETO, 2009; STELLA et al., 2021).

Para a prevenção, é feito o reforço de medidas de biossegurança nas granjas como limpeza, desinfecção e destino correto de animais mortos (BERCHIERI

JÚNIOR e FREITAS NETO, 2009; PENHA FILHO et al., 2010; REVOLLEDO e FERREIRA, 2012).

Pasteurella spp. é um bacilo Gram-negativo, aeróbio facultativo e imóvel, responsável pela Cólera Aviária. Possui antígenos capsulares e somáticos, além de uma cápsula com propriedades antifagocíticas, o que facilita a evasão do sistema imune. A presença de endotoxinas virulentas contribui para a invasão e replicação bacteriana (BACK, 2010). Na forma aguda, a doença apresenta alta morbidade e mortalidade, enquanto, na forma crônica, a bactéria coloniza os seios infraorbitários e articulações das aves. Os sinais clínicos em aves acometidas incluem prostração, corrimento nasal, plumagem arrepiada, anorexia e fraqueza, podendo ocorrer necrose nas barbelas. Na forma crônica, lesões inflamatórias afetam as articulações das pernas e os coxins plantares, provocando artrite (BACK, 2010). As aves que se recuperam da infecção tornam-se portadoras assintomáticas, contaminando o ambiente, a água e a ração por meio de secreções nasais e cloacais (BACK, 2010; FURIAN, 2011).

O diagnóstico é feito através do isolamento da bactéria e identificação do agente, onde se realiza a colheita de fragmentos do fígado, medula óssea, sangue ou da meninge, associando com os sinais clínicos da ave acometida (NASCIMENTO, GAMA e CANAL, 2009). Vale ressaltar que testes sorológicos não costumam ser utilizados devido aos baixos títulos de anticorpos na fase inicial da doença (BACK, 2010; FURIAN, 2011). O controle é feito com antibioticoterapia após teste de susceptibilidade antimicrobiana, em conjunto com reforço da biossegurança e programas vacinais em aves de vida longa (BACK, 2010).

2.7. Artrite em frangos causada por fatores ambientais

Fatores ambientais, como o manejo inadequado, podem favorecer o surgimento de artrite em frangos, além de contribuir para infecções secundárias e reduzir a qualidade da cama. Outro fator nesse contexto é a presença de cascudinhos (*Alphitobius diaperinus*), besouro presente nas granjas que pode transportar patógenos e atuar como reservatório. Adultos e larvas conseguem perfurar a pele na base dos pés dos frangos, alimentando-se de sangue e favorecendo o desenvolvimento de artrite e outras patologias. Esses insetos se

alimentam de ração e carcaças de aves mortas, tornando-se vetores de diversos patógenos (KUMAR, 1986; SOUZA, 2019a; PRIMIERI e ROCHA, 2021).

A umidade da cama é um fator que afeta diretamente a saúde das aves, especialmente no Brasil, onde o clima quente e úmido dificulta sua manutenção em condições ideais. Isso pode resultar em sérios prejuízos zootécnicos, pois condições inadequadas da cama favorecem o aparecimento de pododermatite, dermatite e lesões de pele, que, por sua vez, podem predispor os frangos de corte a desenvolver artrite (MACIEIRA, 2023). A volatilização da amônia (NH_3) proveniente da decomposição das excretas, causada pela decomposição microbiana do ácido úrico e de compostos nitrogenados e proteínas não digeridas, também é uma preocupação. A exposição à amônia afeta o bem-estar das aves e pode favorecer lesões no trato respiratório (GROBE, 2020; HAN, 2021). O contato da amônia com as mucosas das aves provoca irritação e pode alterar a estrutura das vilosidades e criptas do intestino delgado, promovendo a proliferação de patógenos como *E. coli* e *Shigella spp.* (MARAFON, 2021; HAN, 2021).

Para prevenir a artrite relacionada à umidade da cama, é fundamental implementar um manejo adequado, seja na troca ou reutilização da cama. Os equipamentos utilizados devem ser devidamente higienizados. O uso de inseticidas ou cal virgem, que ajuda a reter a umidade, é recomendado. A fermentação da cama pode auxiliar na redução da carga microbiana, diminuindo os riscos microbiológicos associados (ALMEIDA, 2021; BERTON, 2022).

3. Pododermatite em frangos de corte

A pododermatite, conhecida popularmente como "calo de pé," é um processo inflamatório que acomete as pernas das aves, especialmente o coxim plantar e as áreas digitais. Essa dermatite de contato pode resultar em hiperqueratose, descoloração, erosão e até mesmo formação de úlceras (GREENE et al., 1985; SANTOS et al., 2002; CRESPO e SHIVAPRASAD, 2003; BERNARDI, 2011). A patologia se inicia com uma inflamação local, frequentemente provocada pela umidade e condições da cama, decorrente da excreção de ácido úrico ou do estresse causado pela alta densidade de aves. O contato constante entre as aves também contribui para a deterioração da cama e a proliferação de agentes

patogênicos que podem entrar nas lesões cutâneas (HERNANDES, 2002; FALLAVENA, 2020).

As lesões iniciais são eritematosas e pruriginosas, podendo evoluir para uma fase exsudativa ou ulcerativa, frequentemente acompanhada de infecção bacteriana (COOPER e HARRISON, 1999; SAIF, 2005). Esses danos podem restringir a locomoção das aves, dificultando seu acesso a fontes de água e alimento, o que afeta seu bem-estar e desenvolvimento (CRESPO e SHIVAPRASAD, 2003). Em casos mais graves, a pododermatite pode levar ao descarte parcial dos pés ou até mesmo total da carcaça (SANTOS et al., 2002).

Outro fator de destaque é a nutrição das aves, que pode alterar a composição das excretas, tornando-as mais ácidas ou aquosas de acordo com a composição da ração, como a porcentagem de farelo de soja ou polissacarídeos não amiláceos solúveis (MENDES e KOMIYAMA, 2011). Além disso, a amônia presente na cama favorece a multiplicação de bactérias patogênicas, uma vez que camas com altas concentrações de amônia promovem um ambiente mais alcalino, condição favorável à sua multiplicação (FIORENTIN, 2005). Em suma, a pododermatite possui causas multifatoriais, sendo a cama o principal responsável, quando esta se encontra úmida ou compactada, combinado à alta densidade dos animais, erros de manejo, composição da ração e matéria prima da cama (MENDONÇA, 2000; MENDES, 2011; CRISTO et al., 2017).

Para categorizar a pododermatite que acomete o coxim plantar, são utilizados quatro graus de classificação, sendo 0 sem lesões, 1 lesões sutis, 2 lesões mais graves e 3 trata-se de uma área maior e lesões mais severas (PAGAZAURTUNDUA E WARRISS, 2006). O diagnóstico da doença é feito através da observação visual de ponto enegrecido no coxim plantar (BERG, 1998).

3.1. Condições da cama

A cama de aviários pode proporcionar conforto, bem-estar e favorecer o desempenho das aves (AVILA et al., 1992). Porém, quando a umidade da mesma ultrapassa os 35%, acarreta prejuízos à saúde dos animais e pode contribuir para o desenvolvimento de pododermatite, enterites e aumenta a produção de amônia (EKSTRAND et al., 1997; BROOM & REEFMANN, 2005; MAYNE et al., 2006;

HASLAM et al., 2006). A acidificação do pH da cama reduz a carga bacteriana e a volatilização da amônia, fatores que melhoram a ambiência para as aves (IVANOV, 2001).

3.2. Sistema de criação de aves

Em um estudo de Pagazaurtundua e Warriss (2006), foi observado que frangos de corte criados em sistemas livres e orgânicos apresentaram mais pododermatite quando comparado ao sistema convencional. Foi levantada a hipótese de objetos pontiagudos estarem mais presentes em sistemas abertos e, por isso, essas aves apresentam mais pododermatites, ou ainda que por serem mantidas vivas por mais tempo, permite que a doença se agrave mais. Outra pesquisa de Broom e Reefmann (2005) mostrou que aves criadas em sistemas orgânicos possuíam metade das queimaduras de jarrete que as convencionais. Foi levantada a hipótese de que a cama mais seca dos sistemas orgânicos e as pernas mais fortes das aves fizeram com que estas passassem menos tempo em decúbito, reduzindo o período de contato dos jarretes com a cama.

3.3. Densidade e peso das aves

A alta densidade de aves leva à maior degradação de cama, correlacionado à maior incidência da pododermatite, uma vez que quanto mais aves, menor é a circulação do ar e maiores são as lesões e hematomas nos animais (MARTRENCAR et al., 1997). O peso das aves também é associado ao aparecimento de pododermatites, sendo mais comum em machos, uma vez que são mais pesados, exercem maior contato com a cama e geram mais excretas, resultando em uma cama mais úmida e compacta (OLIVEIRA et al., 2004). Há diversos estudos que confirmam a relação entre maior incidência de pododermatite em machos quando comparados às fêmeas, como o de Cravener et al. (1992) no qual os machos apresentaram 12% de calos de peito e as fêmeas 5%; Angelo et al. (1997) constataram que machos tiveram escores de calos nos joelhos superiores às fêmeas; Alley et al. (1998) também relata maior presença e severidade das lesões em machos; assim como Ekstrand (1993) constata que a dermatite de contato é

mais frequente em machos devido ao maior peso e ao menor empenamento, o que expõe mais a pele da ave à cama.

3.4. Idade e nutrição

Além dos fatores mencionados, a idade e a nutrição das aves também podem exercer influência sobre as pododermatites. Foram observados maiores graus de lesão da dermatite de contato em frangos abatidos entre os 33 aos 35 dias de vida do que entre os 35 aos 45 dias, pois no frango mais velho seu organismo pode ter cicatrizado melhor as lesões. Em abatedouros, a condenação de carcaça é menor por esse problema nos lotes mais velhos (SORENSEN et al., 2000).

No que tange à nutrição, a deficiência de biotina é um dos fatores críticos. A biotina é essencial para vários sistemas enzimáticos e sua falta pode afetar negativamente a absorção intestinal. A ausência de biotina pode levar à dermatite de contato devido ao seu efeito sobre os componentes estruturais da pele (SHEPHERD e FAIRCHILD, 2010). O farelo de soja, que é frequentemente utilizado como principal fonte de proteína nas dietas, é pobre em biotina e, portanto, pode contribuir para problemas estruturais na pele. Além disso, o farelo de soja contém polissacarídeos não-amídicos que geram excretas úmidas, piorando a condição da cama (HARMS e SIMPSON, 1975; BUENROSTRO e KRATZER, 1983; WHITEHEAD & BANNISTER, 1981; BOLING & FIRMAN, 1997; BILGILI et al., 2006).

Outros nutrientes, como metionina, cistina e zinco, também desempenham um papel vital na saúde da pele das aves. O zinco, é crucial para a formação de queratina, colágeno e ácidos nucleicos na epiderme. A suplementação de zinco na dieta melhora a queratinização da pele e reduz lesões (OLIVEIRA et al., 2010). A alta ingestão de proteínas pode resultar em sobrecarga de ácido úrico nos rins e uma elevada excreção de nitrogênio que, em conjunto com a amônia, contribui para a umidade da cama (GORDON et al., 2003).

Portanto, uma abordagem equilibrada e bem planejada em relação à dieta das aves é essencial não apenas para a saúde geral, mas também para a prevenção de doenças como a pododermatite.

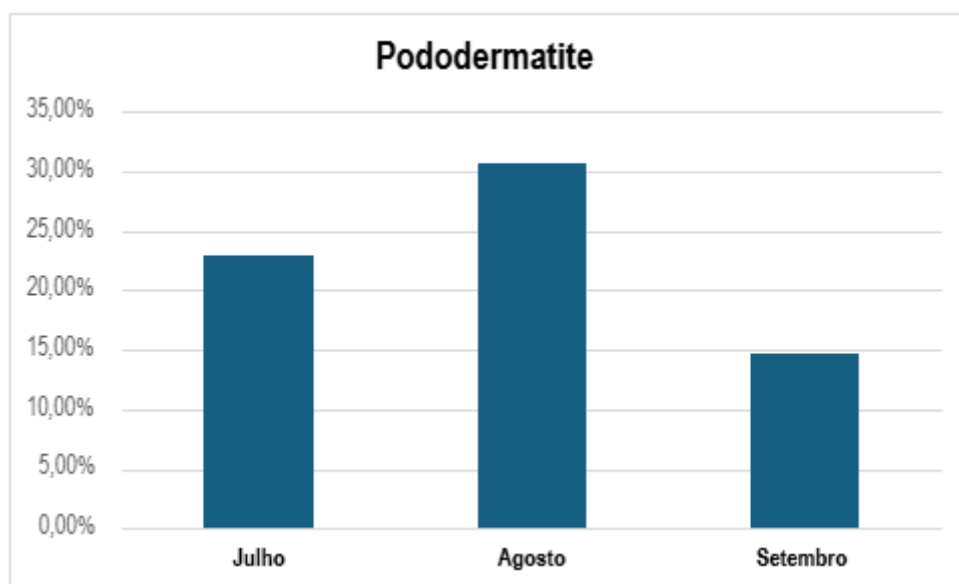
3.5. Tratamento e prevenção de pododermatite em frangos

As principais práticas a serem adotadas para reduzir a pododermatite em frangos estão relacionadas ao manejo da ambiência, nutrição e saúde intestinal (HESS; DONALD; FANCHER, 2011). Por isso, é crucial manter a cama aerada e seca, quantidade e altura adequados, além de boa ventilação e menor quantidade de aves alojadas por m² (JONG e HARN, 2010). A maravalha é uma boa alternativa que provoca menos lesões que a palha picada, ao utilizar entre 0,5 a 1,0 kg/m² de cama previne o desenvolvimento da patologia (JONG e HARN, 2010). Ainda sobre o ambiente, a densidade de aves por m² precisa ser adequada, como optar por 16 aves/m² ao invés de 22/m² (SORENSEN et al., 2000). A dieta dos animais deve conter biotina, metionina, cistina e zinco adequadamente (CHAVEZ e KRATZER, 1972; HARMS & SIMPSON, 1975; MURILLO e JENSEN, 1975; HESS et al., 2001).

4. Relato de caso: Lotes de frangos de corte portadores de artrite e pododermatite

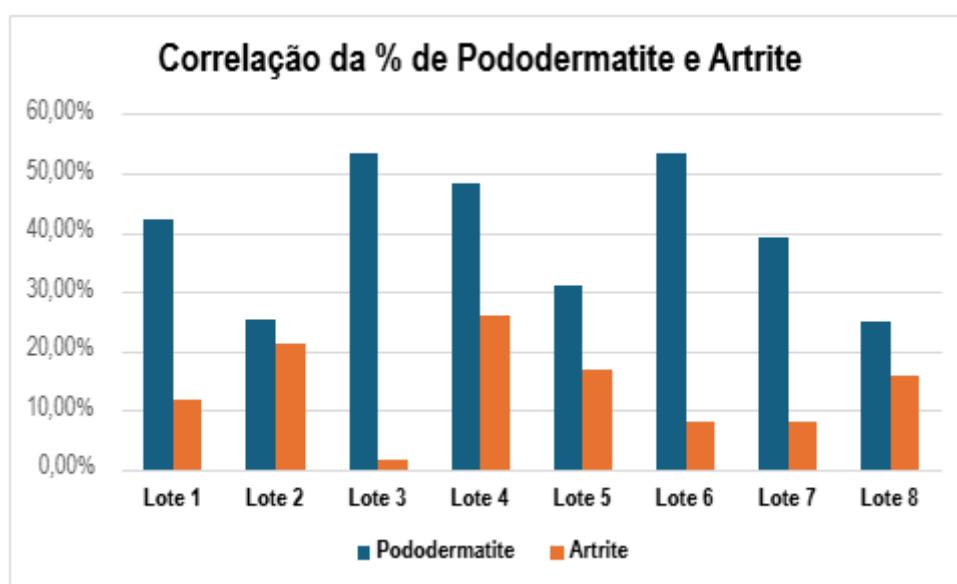
Durante os meses de agosto e setembro de 2024, foram registrados em aviários da região altas porcentagens de pododermatite e/ou artrite acarretando no aumento do volume da lesão e alguns casos com presença de exsudato caseoso de coloração branco-amarelada. A maioria das pododermatites localizou-se nos coxins plantares, caracterizando-se por delimitações enegrecidas e hiperqueratose. No frigorífico, houveram condenações parciais devido às patologias, especialmente pela pododermatite, que gerou consideráveis prejuízos à empresa e aos integrados.

Nos lotes abatidos no mês de agosto, foi registrado 30,65% de calos de pé, com uma queda para 14,67% no mês seguinte. Em agosto, também observou-se uma alta porcentagem de artrite, com porcentagens de 15,78%, 16,94%, 21,28% e 26,07% em alguns lotes. Esses mesmos lotes apresentaram, respectivamente, 25%, 31%, 25,33% e 48,17% de pododermatites. É importante ressaltar que houveram outros lotes com porcentagens elevadas de calos de pé, mas sem altas taxas de artrite. No entanto, o oposto não ocorreu, pois todos os lotes com elevado grau de artrite também demonstraram altos índices de calos de pé.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 23 - Ocorrência de pododermatite (%) na unidade, nos meses de julho, agosto e setembro de 2024.

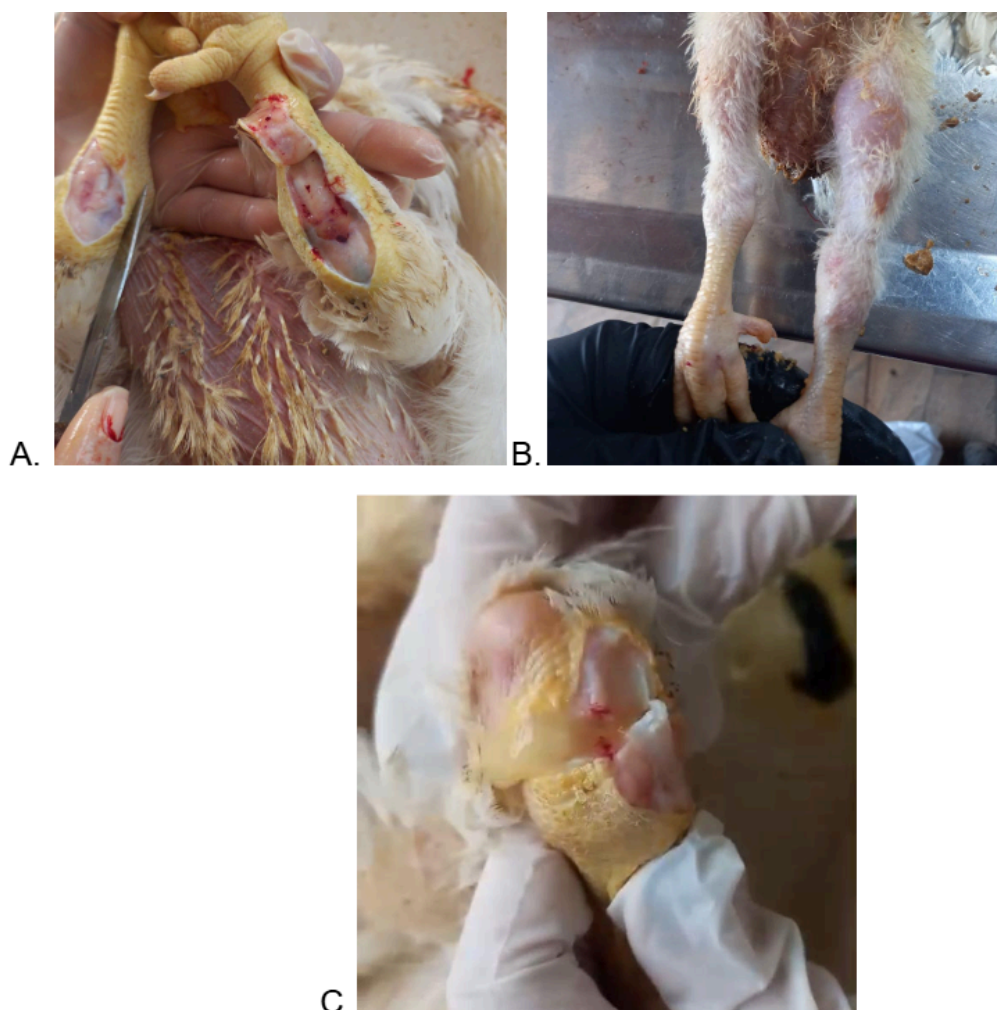


Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 24 - Correlação entre as porcentagens de pododermatite e artrite observadas nos lotes, no mês de setembro, que apresentaram alta incidência de uma ou ambas enfermidades.

Os graus de classificação das lesões foram variados, apresentando desde casos mais brandos até inflamações severas com conteúdo caseoso, resultando em comprometimento significativo da locomoção das aves. A incidência das condições patológicas foi maior em granjas cujas condições dos galpões eram desfavoráveis aos animais. A prevalência de lesões foi maior em machos do que em fêmeas. Nos

galpões com maior número de relatos, frequentemente observou-se a presença de cama úmida e compacta, com formação de cascas e elevados níveis de amônia.



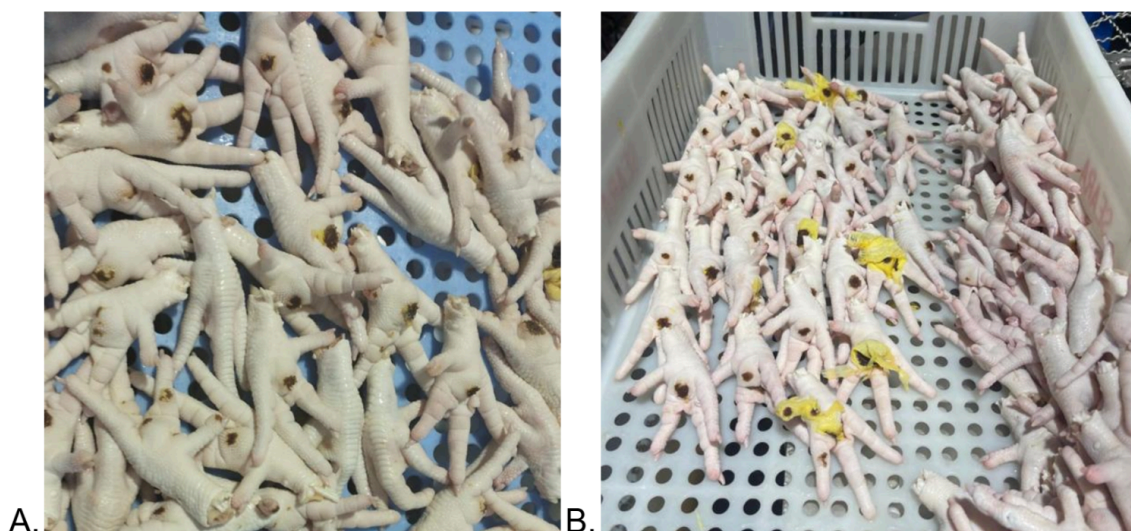
Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 25 - A) Articulação tibiotársica (tornozelo) de ave com artrite grau 3. **B)** Artrite em ave com membro contendo aumento de volume perceptível. **C)** Articulação tibiotársica com grau máximo de artrite contendo exsudato caseoso amarelado.

Como mencionado, durante as necropsias de alguns lotes, observou-se variados graus de artrite. É crucial destacar que, na linha de abate, qualquer grau de artrite acima de 1, que caracteriza uma artrite sutil, resulta no descarte parcial da ave. Portanto, é fundamental manter a saúde articular das aves e assegurar que não desenvolvam a doença.

Devido à alta porcentagem de pododermatite observada nas aves das granjas integradas durante os meses de julho, agosto e setembro, foram feitas visitas no fim da madrugada nestes locais. O objetivo foi analisar fatores que poderiam contribuir

para o aparecimento do calo, uma vez que, nesse período do dia, as aves estão dormindo (com as luzes desligadas) e tendem a sentir frio e se amontoar, facilitando a identificação de possíveis erros de manejo.



Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 26 - A) Pododermatites ou “calos de pé” contabilizados no frigorífico. **B)** Coxins com pododermatite contabilizados ao lado de coxins normais.

No frigorífico, há uma linha responsável pela contabilização dos calos de pata a cada 30 minutos. O procedimento de contagem inicia-se com a colheita de uma porção de pés, sem realizar seleção prévia. O responsável conta 100 pés; caso falem, deve-se coletar mais até completar essa quantidade. Se sobrar, os pés excedentes são descartados sem seleção.

Em seguida, as patas são separadas uma a uma, colocando as afetadas por pododermatite de um lado e as saudáveis do outro, contabilizando, dessa forma, a porcentagem de calos de pata daquele produtor. Como essa atividade é realizada por uma única pessoa, está sujeita a erro humano. A indústria reconheceu essa questão e tem implementado medidas para reduzir os possíveis erros de contagem.

5. Discussão

A artrite é uma doença que compromete a função locomotora das aves, resultante de uma inflamação na articulação tibiotársica, cuja origem pode ser infecciosa ou não (FALLAVENA, 2000; SILVEIRA, 2022). Além de afetar a saúde e o

bem-estar das aves, acarreta perdas econômicas significativas devido à frequente condenação de carcaças nos frigoríficos (RECK et al., 2012).

Com o aumento dos problemas locomotores em frangos de corte, especialmente em decorrência das condições da cama e do clima tropical do país, o controle da artrite em aves é realizado principalmente por meio de práticas de manejo ambiental e biossegurança. Essas práticas incluem medidas como ventilação adequada, escolha do material da cama, controle da densidade de animais por metro quadrado, auditorias e preparação dos envolvidos, além do uso de medicamentos e vacinas (FREITAS e RECK, 2020).

A vacinação pode ser administrada em matrizes, utilizando-se vacina contendo vírus vivo atenuado ou vírus inativado (cepa S1133) do Reovírus. Ressalta-se que a eficácia da vacinação pode ser limitada pelo surgimento de novas variantes, em razão da capacidade de mutação do vírus (ASSUNÇÃO, PALKA e PAVONI, 2018). Para os casos de artrite infecciosa de origem bacteriana, são utilizados antimicrobianos aprovados e prescritos pelo médico veterinário sanitário da empresa.

As granjas com maior porcentagem de pododermatites e artrites apresentaram características ruins às aves, uma vez que grande parte da cama apresentou cascas e compactação. A umidade variou entre as granjas, com algumas apresentando alta umidade e outras com a cama seca, mas com a formação de cascas, possivelmente formadas em lotes anteriores. É evidente a influência das condições da cama no surgimento dos problemas locomotores mencionados. Portanto, a prevenção de pododermatite e artrite depende de um manejo adequado da cama, que inclui sua troca ou reutilização. Independente da opção escolhida, é essencial que os equipamentos sejam devidamente higienizados e que sejam aplicados inseticidas ou cal virgem, sendo este último eficaz na absorção de umidade, retirando-a da cama, o que a torna mais seca. A fermentação da cama também é uma prática recomendada, pois ajuda a reduzir a carga microbiana e diminui os riscos de contaminação microbiológica (ALMEIDA, 2021; BERTON, 2022).

É importante destacar que houve outros lotes em que as porcentagens de calo de pata foram elevadas, mas sem altos índices de artrite. No entanto, o inverso não foi observado, pois todos os lotes com uma alta incidência de artrite também apresentaram um elevado grau de calo de pé. Isso sugere que a infecção pode ter

se iniciado no coxim plantar e se espalhado para a articulação tibiotársica, ou que, devido ao calo no coxim plantar, as aves tenham apresentado dificuldades de locomoção, permanecendo por mais tempo em decúbito (COELHO, 2006; BACK, 2010; ASSUNÇÃO, PALKA e PAVONI, 2018; DUARTE, 2019), o que pode ter levado ao desenvolvimento da artrite.

Em relação à nutrição, os extensionistas e granjeiros não possuem poder de decisão sobre a formulação das dietas, as quais são elaboradas de acordo com cada fase da vida da ave. Como a dieta é a mesma para todos os integrados e alguns não apresentaram os problemas mencionados, pode-se descartar a ração como responsável pelos problemas locomotores na unidade.

A utilização de aparelhos para a mensuração do gás amônia e da ventilação do aviário é crucial para determinar se os níveis estão dentro dos parâmetros adequados para a idade dos frangos (animais mais jovens necessitam de menor ventilação direta e mais calor). O comprometimento do granjeiro em realizar um manejo ambiental correto é fundamental para a boa manutenção da cama, a saúde dos frangos e, conseqüentemente, para reduzir a condenação de carcaças e minimizar as perdas financeiras.

A utilização de cal e produtos que absorvem a umidade da cama se revela uma alternativa viável e eficiente, especialmente quando combinada com métodos de fermentação de cama (JONG e HARN, 2010; ALMEIDA, 2021; BERTON, 2022). Assim, optou-se por implementar, além do uso de cal, a técnica de enleiramento em duas granjas de um integrado, enquanto em outros integrados foi aplicada a fermentação plana com lona. O enleiramento consiste no amontoamento da cama em leiras de aproximadamente um metro de altura no centro do galpão, sendo coberta com lona para que a fermentação ocorra adequadamente. A fermentação plana é feita somente cobrindo a cama com uma lona para fermentar, sem a necessidade de amontoá-la no centro (SILVA, 2011).

Segundo Silva et al. (2007), a realização do método de fermentação plana com lona no aviário é recomendada para a cama de criação comercial de frangos, visando a redução da carga bacteriana. Outro método eficaz é a fermentação em leiras, que também apresenta resultados satisfatórios. O tratamento da cama com cal demonstrou resultados semelhantes aos dos controles sem intervenção, não evidenciando vantagens adicionais.

Apesar dos problemas locomotores abordados neste estudo terem diminuído drasticamente do mês de agosto (quando se registrou a maior incidência) para setembro, espera-se observar uma melhora gradual nos meses seguintes. Essa expectativa é especialmente válida após o reforço do manejo sanitário e da ambiência com os integrados e seus colaboradores terceirizados, bem como após as visitas noturnas, que permitiram a detecção de não conformidades e a implementação de planos de ação.

6. Conclusão

Os problemas locomotores, como pododermatite e artrite em frangos de corte apresentaram maior incidência em granjas com manejo de ambiência ou sanitário inadequado. No entanto, as causas dessas doenças são multifatoriais e estão relacionadas a diversos aspectos do manejo. A crescente exigência do mercado externo por aves que atendam aos padrões de bem-estar, além da necessidade de se reduzir a condenação de carcaças e os prejuízos financeiros, evidencia a importância de investigar adequadamente as causas dessas enfermidades. Isso inclui o correto tratamento das camas de aviário, controle adequado de aquecimento, ventilação, densidade das aves e, especialmente, a capacitação apropriada dos granjeiros e produtores para garantir boas práticas de manejo.

Dessa forma, a escolha do tratamento da cama, da densidade de aves a serem alojadas e da manipulação das estruturas e equipamentos de ambiência do galpão é baseada nas condições e no histórico sanitário de cada instalação. A fermentação da cama e a redução da densidade de aves em granjas com ventilação por pressão positiva ou com sistemas de pressão internos deficientes, mostraram-se alternativas mais eficientes para controlar os problemas sanitários e melhorar o ambiente para os animais.

7. Referências bibliográficas

ALLEY, M. A.; BILGILI, S. F.; MORAN, E. T.; HESS, J. B. Quality and yields of broiler feet as influenced by strain-cross, sex and feeding programs. In: **ANNUAL MEETING**, p. 79, 1998.

ALMEIDA PAZ, I. C. L.; GARCIA, R. G.; BERNARDI, R.; NÄÄS I. A.; CALDARA, F. R.; FREITAS, L. W.; SENO, L. O.; FERREIRA, V. M. O. S.; PEREIRA, D. F.;

CAVICHIOLO, F. Selecting appropriate bedding to reduce locomotion problems in broilers. **Revista Brasileira de Ciência Avícola**, v.12, n.1, p.189-195, 2010.

ALMEIDA, M. Bem-estar em frangos de corte: incidência de condenações de carcaça relacionadas a reutilização da cama aviária. 2021. **Dissertação (Mestrado em Sociedade, Ambiente e Qualidade de Vida) – Programa de Pós-Graduação em Sociedade, Ambiente e Qualidade de Vida, Universidade Federal do Oeste do Pará, Santarém, 2021.**

ANGELO, J. C.; GONZALES, E.; KONDO, N.; ANZAI, N. H.; CABRAL, M. M. Material de cama: qualidade, quantidade e efeito sobre o desempenho de frangos de corte. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.26, n.1, p.121-130, 1997.
Associação Brasileira de Proteína Animal, **Relatório Anual 2016**, 2016.

ASSUNÇÃO, T. R. S.; PALKA, A. P. G.; PAVONI, D. P.; Reovirose aviária: um panorama / Avian reovirus infection: an overview. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 16, n. 2, p. 48-59, 2018.

AVILA, V. S.; MAZZUCO, H.; FIGUEIREDO, E. A. P. Cama de aviário: materiais, reutilização, uso como alimento e fertilizante. **EMBRAPA - CNPSA**, p. 38, 1992.

BACK, A. **Manual de Doenças das Aves**, 2010.

BAO, S.; GUO, X.; YU, S.; DING, J.; TAN, L.; ZHANG, F.; SUN, Y.; QIU, X. ; CHEN, G.; DIN, G. *Mycoplasma synoviae* enolase is a plasminogen / fibronectin binding protein. **BMC Veterinary Research**, v. 10, n. 223, p. 1-9, 2014.

BARRADAS. Inspeção de aves pós morte. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**, 2019.

BARRETO, B. G.; PASSOS, R. S. F. T.; LEITE, J. S. F.; CRUZ, T. M. P.; SILVA, M. C. A.; CAVALHEIRO, C. P. Principais causas de condenação de aves abatidas sob inspeção sanitária estadual na Bahia. **Brazilian Journal of Development**, v. 8, n. 4, p. 26694-26707, 2022.

BARROS, M. R.; COSTA, M. M.; FRANÇA, C. A.; SAUKAS, R. N.; SILVA, L.B. G.; SILVA, V. A.; CAVALCANTE, R. V.; MOTA, R. A. Perfil de resistência a antimicrobianos de *Staphylococcus* spp. isolados de frangos de corte e poedeiras comerciais no Estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 3, n. 8, p. 672-676, agosto 2011.

BERCHIERI JUNIOR, A.; FREITAS NETO, O. C. Salmoneloses. In: BERCHIERI JUNIOR, A.; SILVA, E. N.; FÁBIO, J. D.; SESTI, L.; ZUANAZE, M. A. F. **Doenças das Aves**. 2ª ed., p. 435-456, 2009.

BERG, C. Footpad dermatitis in broilers and turkeys – prevalence, risk factors and prevention. **PhD thesis - Swedish Univeristy of Agricultural Sciences, Uppasala, Sweden. Acta Universitatis Agriculturae Sueciae, Veterinaria, Sueciae**, 1998.

BERNARDI, R. Problemas locomotores em frango de corte. Universidade Federal da COOB. **Manual de Manejo de Frangos de Corte**, 2011.

BERNARDO, G. de L. Cenário da avicultura no Brasil e as principais afecções. **Trabalho de Conclusão de Curso. Universidade Federal da Paraíba**, 2022.

BERTON, S. Reovirus aviário: revisão de literatura. Trabalho de Conclusão de Curso. **Centro de Ciências Rurais da Universidade Federal de Santa Catarina**, 2022.

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

BOLING, S. D.; FIRMAN, J. D. Rendered by-products as soybean meal replacement in turkey rations. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 6, p. 210-215, 1997.

BRASIL. **DECRETO Nº 9.013**, DE 29 DE MARÇO DE 2017.

BRASIL. **Manuais do DIPOA**, 2021.

BROOM, D. M.; REEFMANN, N. Chicken welfare as indicated by lesions on carcass in supermarkets. **British Poultry Science**, v. 46, p. 407-414, 2005.

BROOM, D.; MOLENTO, C. F. M. Animal welfare: concept and related issues.. **Archives of Veterinary Science**, v. 9, n. 2, p. 1-11, 2004.

BUENROSTRO, J. L.; KRATZER, F. H. Effect of Lactobacillus inoculation and antibiotic feeding of chickens on availability of dietary biotin. **Poultry Science**, v. 62, p. 2022–2029, 1983.

CARLI, S. Diagnóstico e epidemiologia molecular de reovírus aviário no Brasil. **Dissertação (Ciências Veterinárias). Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal do Rio Grande do Sul**, 2019.

CASAGRANDE, R. A.; CASTRO, L. A.; ROLIM, V. M.; WOUTERS, F.; BOABAID, F. M.; SOUZA, S. O.; GUERRA, P. R.; SILVA, S. C.; DRIEMEIER, D. Diagnóstico imuno-histoquímico e caracterização anatomopatológica de *Mycoplasma gallisepticum* em galinhas de subsistência. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 34, n. 2, p. 153-161, 2014.

CHAVEZ, E.; KRATZER, F. H. Preventive of foot pad dermatitis in poultts with methionine. **Poultry Science**, v. 51, p. 1545-1548, 1972.

COELHO, H. E. Patologia das Aves. **Tecmed**, 2006.

COELHO, R. M. D.; BRITO, J. M. S. Características microbiológicas da carne de frango: uma revisão narrativa. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 6, p. 62781-62795, 2021.

COLDEBELLA, A.; ALBUQUERQUE, E. R.; MORES, M. A. Z.; DUARTE, S. C.; SGARBOSSA, M. D.; CARON, L. Condenações de frangos abatidos sob inspeção federal no Brasil. **Avicultura Industrial**, v. 112, n. 8, p. 42-47, 2021.

COOPER, J. E.; HARRISON, G. J. Dermatology. In: RITCHIE, B. W.; HARRISON, G. J.; HARRISON, L. R. Avian Medicine: Principles and application. **Flórida: Wingers Publishing**, Cap. 24, p. 607-632, 1999.

CORDEIRO, A. F. S.; BARACHO, M. S.; NÄÄS, I. A.; NASCIMENTO, G. R. Using data mining to identify factors that influence the degree of leg injuries in broilers. **Engenharia Agrícola**, v. 32, n. 4, 2012.

COSTA, D. R.; SANTANA, E. S.; COELHO, K. O. Artrite infecciosa em frangos de corte. **Enciclopédia Biosfera**, v. 13, n. 24, p. 76-90, 2016.

CRAVENER, T. L.; ROUSH, W. B.; MASHALY, M. M. Broiler production under varying population densities. **Poultry Science**, v. 71, p. 427–433, 1992.

CRESPO, R.; SHIVAPRASAD, H. L. Developmental, metabolic, and other noninfectious disorders. In: SAIF Y. M. **Diseases of poultry**. 11.ed. Iowa: State Press, p. 1231, 2003.

CRISTO, A. B.; SCHIMIDT, J. M.; PERINI, R.; MORA, M.; MARQUES, P. F. S.; SANTOS, A. L.; FERNANDES, J. I. M. Efeito da densidade de alojamento sobre a incidência de pododermatite e características ósseas de frango de corte criados em aviários Dark House. **Programa de Pós Graduação**. Palotina - Paraná, 2017.

CRUZ OLIVEIRA, H. L.; PEREIRA, Z. S.; SANTOS, M. W. C.; PARAZZI, L. J.; FERNANDES, L. M. B.; TREVISAN, A. B.; SANTOS, F. *Salmonella* Pullorum em

criação de galinhas caipiras no Oeste da Bahia, Brasil. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 50, n. 1, p. 818, 2022.

DUARTE, P. M.; DE SANTANA, V. T. P. Isolamento de enterobactérias a partir de frangos de corte necropsiados: relato de caso. In: **Colloquium Vitae**. ISSN: p. 79-84. 2019.

DUARTE, S. C.; OSOWSKI, G. V.; MACIEL, P. B.; BRITO, D. M. Biossegurança em granjas pode ajudar na prevenção contra os patógenos, observar os detalhes é a chave para o obter bons resultados. **Avicultura**, n. 6, v.111, p. 14-18, 2020.

EKSTRAND, C. Effects of stocking density on the health, behavior and productivity of broilers. **A literature review. Skara: Faculty of Veterinary Medicine**, p. 46, 1993.

EKSTRAND, C.; ALGERS, B.; SVEDBERG, J. Rearing conditions and foot-pad dermatitis in Swedish broiler chickens. **Preventive Veterinary Medicine**, v. 31, p.167-174, 1997.

Embrapa Aves E Suínos. Sistema De Produção De Aves. 2020.

EMBRAPA. Abate e condenações de aves do gênero Gallus. **Registros do sistema de informações gerenciais do Serviço de Inspeção Federal de 2012 a 2019**. 2021.

FALLAVENA, L. C. B. **Saúde Avícola**. Rio Grande do Sul, 2020.

FALLAVENA, L. C. B. Anamnese, diagnóstico clínico e anatomo-patológico. In: BERCHIERI JÚNIOR, A.; MACARI, M. **Doenças das aves**. Campinas: FACTA, 2000.

FERREIRA, A. J. P.; FERREIRA, C. S. A. Estafilococos e Estreptococose. In: BERCHIERI JUNIOR, A.; SILVA, E. N.; FÁBIO, J. D.; SESTI, L.; ZUANAZE, M. A. F. **Doenças das Aves**. 2ª ed., p. 475-501, 2009.

FERREIRA, A. J. P.; KNÖBL, T. Colibacilose In: BERCHIERI JUNIOR, A.; SILVA, E. N.; FÁBIO, J. D.; SESTI, L.; ZUANAZE, M. A. F. **Doenças das Aves**. 2ª ed., p. 457-484, 2009.

FIORENTIN, L. Reutilização da cama na criação de frangos de corte e as implicações de ordem bacteriológica na saúde humana e animal. **EMBRAPA Suínos e Aves**, p. 23, 2005.

FREITAS, E. S.; RECK, M. F. Frequência de condenações por contaminação fecal e/ou biliar em carcaças de frango de corte. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária FAG**, v. 3, n. 1, 2020.

FURIAN, T. Q. Pesquisa de genes associados à virulência em cepas de *Pasteurella multocida* através da técnica de Multiplex-PCR. **Tese de mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Faculdade de Veterinária**, 2011.

GORDON, S. H.; WALKER, A. W.; CHARLES, D. R. Feeding and broiler welfare. In: **Symposium Measuring and Auditing Broiler Welfare - A Practical Guide**. 2003, University of Bristol, p. 19, 2003.

GREENE, J. A.; MCCRACKEN, R. M.; EVANS, R. T. Contact dermatitis of broilers – clinical and pathological findings. **Avian Pathology**, v. 14, p. 23-38, 1985.

GROBE, M. D. Qualidade de cama na produção de frangos de corte: Revisão de literatura. 2020. **Trabalho Conclusão de Curso. Centro de Ciências Rurais da Universidade Federal de Santa Catarina**, 2020.

HAN, H.; ZHOU, Y.; LIU, Q.; WANG, G.; FENG, J.; ZHANG, M. Effects of Ammonia on Gut Microbiota and Growth Performance of Broiler Chickens. **Animals**, v. 11, n. 6, p. 1716, 2021.

HARMS, R. H.; SIMPSON, C. F. Biotin deficiency as a possible cause of swelling and ulceration on foot pads. **Poultry Science**, v. 54, n. 5, p. 1711-1713, 1975.

HASLAM, S. M.; BROWN, S. N.; WILKINS, L. J.; KESTIN, S. C.; WARRISS, P.D.; NICOL, C. J. Preliminary study to examine the utility of using foot burn or hick burn to assess aspects of housing conditions for broiler chicken. **British Poultry Science**, v. 47, p. 13–18, 2006.

HERNANDES. R.; CAZETTA, J. O.; MORAES, V. M. B. Frações Nitrogenadas, Glicídicas e Amônia Liberada pela Cama de Frangos de Corte em Diferentes Densidades e Tempos de Confinamento. **Revista Brasileira de Zootecnia**. p. 31, v. 4, 2002.

HESS, J. B.; BILGILI, S. F.; PARSON, A. M.; DOWNS, K. M. Influence of completed zinc products on live performance and carcass grade of broilers. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 19, p. 49-60, 2001.

HESS, J.B.; BILGILI, S. F.; DONALD, J.; FANCHER, B. Considerações práticas para a redução do risco de pododermatite. **Aviagen**, 2011.

HILL, J. E., ROWLAND, G. N.; GLISSON, J. R.; VILLEGAS, P. Comparative microscopic lesions in reoviral and staphylococcal tenosynovitis. **Avian Diseases**, v. 33, p. 401-410, 1989.

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

JONES, R. C. Reovirus infections. In: **Diseases of Poultry**, 13th ed. Swayne, D. E. ed. Wiley & Sons, p. 351-373, 2013.

JONES, R. C.; NWAJEL, B. N. Reovirus-induced tenosynovitis: persistence of homologous challenge virus in broiler chicks after vaccination of parents. **Research in Veterinary Science**, v. 39, n. 1, p. 39-41, 1985.

JONG, I.; HARN. J. V. Técnicas de Manejo para Redução de Pododermatite em Frangos. **Manual Aviagen**, 2010.

KLEVEN, S. H. Micoplasmosis. In: SAIF, Y. M.; BARNES, H. J.; FADLY, A. M.; GLISSON, J. R.; MCDOUGALD, L. R.; SWAYNE, D. E. **Diseases of poultry**, p. 719-721, 2003a.

KLEVEN, S. H. *Mycoplasma synoviae*. In: SAIF, Y. M.; BARNES, H. J.; FADLY, A. M.; GLISSON, J. R.; MCDOUGALD, L. R.; SWAYNE, D. E. **Diseases of poultry**, p. 756-766, 2003b.

KNÖBL, T.; GODOY, S. N.; MATUSHIMA, E. R.; GUIMARÃES, M. B.; FERREIRA, A. J. Caracterização molecular dos fatores de virulência de estirpes de *Escherichia coli* isoladas de papagaios com colibacilose aviária. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 45, n. 1, p. 54-60, 2008.

KUMAR, P. Flesh eating behaviour of *Alphitobius diaperinus* Panz. (Tenebrionidae: Coleoptera). **Indian Journal Entomology**, v. 48, p. 113-115, 1986.

KUMARI, D., MISHRA, S. K., & LATHER, D. Pathomicrobial studies on *Salmonella Gallinarum* infection in broiler chickens. **Veterinary world**, v. 6, n. 10, 2013.

LEY, D. H. *Mycoplasma gallisepticum* infection. In: SAIF, Y. M.; BARNES, H. J.; GLISSON, J. R.; FADLY, A. M.; MCDOUGALD, L. R.; SWAYNE, D. E. **Diseases of poultry**, p. 722-744, 2003.

MACIEIRA, L. F. A. Ocorrência de artrite em frangos de corte em um abatedouro SIF no município de Guarabira - PB. **Trabalho de Conclusão de Curso. Faculdade de**

Enfermagem Nova Esperança Curso de Bacharelado em Medicina Veterinária, 2023.

MAIORKI, K. M.; FUKUMOTO, N. M. Colibacilose Aviária: Revisão de Literatura. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 10, p. 99696-99707, 2021.

MARAFON, T. Qualidade físico-química da cama reutilizada de frangos de corte. 2021. **Trabalho de Conclusão de Curso. Centro de Ciências Rurais. Universidade Federal de Santa Catarina**, 2021.

MARQUARDT, J.; HERRMANN, W.; SCHULZ, L. C.; LEIBOLD, W. A persistent reovirus infection of chickens as a possible model of human rheumatoid arthritis (RA). **Zentralbl Veterinärmed**, v. 30, p. 274-282, 1983.

MARTINS, N. R. S.; RESENDE, J. S. Adenovirus, reovirose, rotavírus e viroses intestinais. In: BERCHIERI JUNIOR, A.; SILVA, E. N.; FÁBIO, J. D.; SESTI, L.; ZUANAZE, M. A. F. **Doenças das Aves**. 2ª ed., p. 693-705, 2009.

MARTRENCAR, A.; MORISSE, J. P.; HUONNIC, D.; COTTE, J. P. Influence of stocking density on some behavioral, physiological and productivity traits of broilers. **Veterinary Research**, v. 28, n. 5, p. 473-480, 1997.

MAY, M.; DUNNE, D. W.; BROWN, D. R. A Sialoreceptor binding motif in the *Mycoplasma synoviae* adhesin VlhA. **PLoS One**, v. 9, 2014.

MAYNE, R. K.; HOCKING, P. M.; ELSE, R. W. Foot pad dermatitis develops at an early age in commercial turkeys. **British Poultry Science**, v. 47, p. 36-42, 2006.

MENDES, A. A. Associação Brasileira de Proteína Animal. Panorama da avicultura nacional e perspectivas do setor. **Sanidade Avícola - Fortaleza Nacional**, 2014.

MENDES, A. A.; KOMIYAMA, C. M. Estratégias de manejo de frangos de corte visando qualidade de carcaça e carne. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 40 p. 352-357, 2011.

MENDONÇA, C. X. Enfermidades do sistema locomotor. In: BERCHIERI, A.; MACARI, M. **Doenças das Aves**. FACTA, p. 31-36, 2000.

MILLER JUNIOR, O. Mycoplasmosis: national survey of U.S. commercial poultry flocks. **43rd Western Poultry Disease Conference**, p. 58, 1994.

MOR, S. K.; BEKELE, A. Z.; SHARAFELDIN, T. A.; PORTER, R. E.; GOYAL, S. M. Efficacy of five commonly used disinfectants against turkey arthritis reovirus. **Avian Diseases**, v. 59, p. 71-73, 2015.

MOR, S. K.; SHARAFELDIN, T. A.; PORTER, R. E.; ZIEGLER, A.; PATNAYAK, D. P.; GOYAL, S. M. Isolation and Characterization of a Turkey Arthritis Reovirus. **Avian Diseases**, v. 57, n. 1, p. 97-103, 2013.

MOR, S. K.; VERMA, H.; BEKELE, A. Z.; SHARAFELDIN, T. A.; PORTER, R. E.; GOYAL, S. M. One-Step Real-Time Reverse Transcription–PCR for the Detection of Turkey Reoviruses. **Avian Diseases**, v. 58, n. 3, p. 404-407, 2014.

MOURA, M. S.; REIS, D. O.; CARREON, R. S.; DE ARAÚJO; L. B. ARAÚJO; M. F. C. CARRIJO; K. F.; CARDOSO, R. Causas de condenações post-mortem de perus abatidos em estabelecimento com Serviço de Inspeção Federal (SIF) no estado de Minas Gerais, Brasil. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 19, n. 1, p. 7-12, 2012.

MURILLO, M. G.; JENSEN, L. S. Sulfur amino acid requirement and foot pad dermatitis in turkey poult. **Poultry Science**, v. 55, p. 554-562, 1975.

NÄÄS, I. A. Princípios de bem-estar animal e sua aplicação na cadeia avícola. Simpósio sobre bem estar de frangos e perus. In: **Conferência APINCO de ciência e tecnologia avícolas. Anais**. p. 17-29. 2008.

NASCIMENTO, E. R. Micoplasmoses. In: BERCHIERI JR, A.; MACARI, M. **Doenças das aves**. Campinas: Facta, p. 217-225, 2000.

NASCIMENTO, V. P.; GAMA, N. M. S. Q.; CANAL, C. W. Coriza infecciosa das galinhas, pasteureloses e outras infecções bacterianas relacionadas. In: BERCHIERI JUNIOR, A.; SILVA, E. N.; FÁBIO, J. D.; SESTI, L.; ZUANAZE, M. A. F. **Doenças das Aves**. 2ª ed., p. 512-520, 2009.

NICKEL, V. S. Estudo dos fatores ambientais, fenotípicos e dos microrganismos envolvidos na ocorrência de artrite em perus machos pesados de diferentes idades. **Trabalho de Conclusão de Curso. Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal do Rio Grande do Sul**, 2017.

OH, J. Y.; KANG, M. S.; AN, B. K.; SONG, E. A.; KWON, J. K.; KWON, K. Occurrence of purulent arthritis broilers vertically infected with *Salmonella enterica* serovar Enteritidis in Korea. **Poultry Science**, v. 89, p. 2116-2122, 2010.

OLIVEIRA, M. C.; MENDONÇA FILHO, P. R.; CARVALHO, I. D. Rendimento e lesões em carcaça de frangos de corte sexados criados em diferentes densidades populacionais. **ARS Veterinaria**, v. 20, n. 1, p. 16-21, 2004.

OLIVEIRA, W. N. K.; SILVA, J. L.; LUCENA, C. A. L.; SILVA, K. R. L.; TAKATA, F. N.; EVÊNCIO NETO, J. Uso do zinco orgânico na prevenção de lesões de pododermatite em aves. In: **X JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO – JEPEX 2010**, Anais Recife: UFRPE, 2010.

PADILHA, A. C. M.; SILVA, T. N.; SAMPAIO, A. Desafios de adequação à questão ambiental no abate de frangos: o caso da Perdigão Agroindustrial – Unidade Industrial de Serafina Corrêa – RS. **Teoria e Evidência Econômica**, v. 14, p. 109-125, 2006.

PAGAZAURTUNDUA, A.; WARRISS, P. D. Levels of foot pad dermatitis in broiler chickens reared in 5 different systems. **British Poultry Science**, v. 47, n. 5, p. 529-532, 2006.

PENHA FILHO, R. A. C.; PAIVA, J. B.; SILVA, M. D.; ALMEIDA, A. M.; JUNIOR, A. B. Control of *Salmonella* Enteritidis and *Salmonella* Gallinarum in birds by using live vaccine candidate containing attenuated *Salmonella* Gallinarum mutant strain. **Vaccine**, v. 28, n. 16, p. 2853-2859, 2010.

PEREIRA, T. R. Ocorrência de artrite em uma planta frigorífica da serra gaúcha nos meses de agosto, setembro e outubro. **Trabalho de Conclusão de Curso. Faculdade de Agronomia, Universidade do Rio Grande do Sul**, 2019.

PITCOVSKI, J.; GOYAL, S. M. Avian Reovirus Infections. In: SWAYNE, D. E.; BOULIANNE, M.; LOGUE, C. M.; MCDOUGALD, L. R.; NAIR, V.; SUAREZ, D. L.; WIT, S.; GRIMES, T.; JOHNSON, D.; KROMM, M.; PRAJITNO, T. Y.; RUBINOFF, I.; ZAVALA, G. (Eds.), HOBOKEN, N. J.; JOHN WILEY & Sons. **Diseases of Poultry**. 14th ed., pp. 382-395, 2020.

PRIMIERY, C.; ROCHA, E. R. Triturado de alphetobius diaperinus contra cascudinhos de aviário. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária FAG**, v. 4, n. 1, 2021.

RASHEED, B. Y. Isolation and identification of bacteria causing arthritis in chickens. **Iraqi Journal of Veterinary Sciences**, v. 25, n. 2, p. 93- 95, 2011.

RECK, C.; MENIN, A.; PILATI, C.; MILETTI, L. C. Características clínicas e anatomohistopatológicas da infecção experimental mista por Orthoreovirus aviário e *Mycoplasma synoviae* em frangos de corte. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, n. 8, p. 687-691, 2012.

REVOLLEDO, L.; FERREIRA, A. J. P. Current perspectives in avian salmonellosis: vaccines and immune mechanisms of protection. **Journal of Applied Poultry Research**, v. 21, n. 2, p. 418-431, 2012.

REVOLLEDO, L.; FERREIRA, A. J. P.; FERREIRA, C. S. A. Colibacilose. **Patologia aviária**, p. 510, 2009.

ROSA, G. Colibacilose em aves de produção: curcumina como alternativa para minimizar os efeitos negativos causados pela doença. **Tese de Mestrado em Ciência e Produção Animal. Universidade Estadual de Santa Catarina**, 2020.

SAIF, Y. M. **Diseases of poultry**. 11th edition, 2005.

SANTOS, M. M. Incidência de *Mycoplasma gallisepticum* e *Mycoplasma gallisepticum* e caracterização microbiológica e histopatológica de lesões de aerossaculite em amostras de frangos de corte da região do Distrito Federal. **Tese de Doutorado em Saúde Animal, Universidade de Brasília**, 2019.

SANTOS, R. L.; NUNES, V. A.; BAIÃO, N. C. Pododermatite de contato em frangos de corte. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 54, n. 6, p. 2002.

SCHAEFER, G. Infecção por Reovirus aviário em frangos de corte no Brasil: caracterização molecular de isolados e avaliação clínica, patológica e sorológica. **Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária. Universidade Estadual Paulista**, 2022.

SHEPHERD, E. M.; FAIRCHILD, B. D. 2010. Footpad dermatitis in poultry. **Poultry Science**, v. 89, p. 2043-2051, 2010.

SILVA, F. F. Descrição do setor de reciclagem animal e sua relevância para as cadeias produtivas de carnes no RS. **Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Zootecnia). Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul**, 2019.

SILVA, S. E. L.; TOMAZ, L. D.; MIRANDA, V. S.; FERREIRA, N. L.; SILVA, V. S.; SILVA, K. S. Avaliação bacteriológica da técnica de vazio sanitário aplicada por 790 dias a uma granja com diagnóstico positivo de Tifo Aviário. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 2, p. 14669-14684, 2021.

SILVA, V. S. Métodos e segurança sanitária na reutilização de cama de aviários. In: PALHARES, J. C. P.; KUNZ, A. Manejo ambiental na avicultura, 2011. **Embrapa Suínos e Aves**, p. 175-200, 2011.

SILVA, V. S.; VOSS, D.; COLDEBELLA, A.; BOSETTI, N.; ÁVILA, V. S. Efeito de tratamentos sobre a carga bacteriana de cama de aviário reutilizadas para frangos de corte. **Concórdia: Embrapa Suínos e Aves**, p. 10, 2007.

SILVEIRA, B. H. Ocorrência de artrite em um frigorífico de aves localizado no meio oeste de Santa Catarina. **Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária). Universidade Federal de Santa Catarina**, 2022.

SIQUEIRA, B. M. Probióticos no controle de *Salmonella spp.* na criação de frangos. 2022. **Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Zootecnia). Instituto Federal Goiano, Campus Ceres**, 2022.

SORENSEN, P.; SU, G.; KESTIN, S.C. Effects of age and stocking density on leg weakness in broiler chickens. **Poultry Science**, v. 79, p. 864–870, 2000.

SOUZA, C. J. D. Eficiência do uso de cipermetrina sobre o controle de cascudinhos e desempenho do frango de corte. **Dissertação de Mestrado. Universidade Brasil**, 2019a.

SOUZA, S. O. Reovírus aviário como causa de lesões articulares em frangos de corte no Brasil, 2019. **Tese de Doutorado em Ciências Veterinárias. Faculdade de Veterinária, Universidade Federal do Rio Grande do Sul**, 2019b.

STELLA, A. E.; COSTA, A. O.; VENTURA, G. F.; SCHIMMUNECH, M. S.; LIMA, D. A.; PAULA, E. M. N. Salmonelose Aviária. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 4, 2021.

STIPKOVITS, L.; KEMPFT, I. Mycoplasmoses in poultry. **Revue Scientifique et Technique, Office International des Epizooties**, v. 15, p. 1495-525, 1996.

TAKASE, K.; FUJIKAWA, H.; YAMADA, S. Correlation between neutralizing antibody titre and protection from tenosynovitis in avian reovirus infections. **Avian Pathology**, v. 25, p. 807-815, 1996.

VARDAMAN, T. E.; REECE, F. N.; DEATON, J. W. Effect of *Mycoplasma synoviae* on broiler performance. **Poultry Science**, v. 52, p. 1909-1912, 1973.

VASCONCELOS, S. B.S.; BOTTINO, J. A.; GUERRA, J. L.; JEREZ, J.A. Lesões articulares em frangos de corte (*Gallus gallus*) na infecção experimental pelo reovírus aviário. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 38, n. 2, p. 80-83, 2001.

VILLA, M. F. G. Programa Nacional de Sanidade Avícola: 1994 a 1998. **Conferência APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas**, p. 34-46, 1998.

WEEKS, C.A.; DANBURY, T. D.; DAVIES, H. C.; HUNT, P.; KESTIN, S. C. The behavior of broiler chickens and its modification by lameness. **Applied Animal Behaviour Science**, v. 67, n. 1-2, p. 111-125, 2000.

WHITEHEAD, C. C.; BANNISTER, D. W. Aspects of metabolism related to the occurrence of skin lesions in biotin-deficient chicks. **British Poultry Science**, v. 22, p. 467-472, 1981.

WHITFORD, W. H.; ROSEMBUSH, R. F.; LAUERMAN, L. H. Mycoplasmosis in animals: Laboratory Diagnosis. **Iowa State University Press**, 1993.

YODER JR, H. W. *Mycoplasma meleagridis*. In: Saif YM, Barnes HJ, Fadly AM, Glisson JR, McDougald LR, Swayne DE. **Diseases of Poultry**, p. 744-756, 2003.