

MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

**O microbioma intestinal dos
frangos de crescimento
rápido: o papel de
Enterococcus cecorum na
saúde intestinal e no
desempenho produtivo**

André Correia Machado

MI 2026



Mestrado Integrado em Medicina Veterinária
Instituto de Ciências Biomédicas de Abel Salazar
Universidade do Porto

André Correia Machado

O microbioma intestinal dos frangos de crescimento rápido: o papel de *Enterococcus cecorum* na saúde intestinal e no desempenho produtivo

Área científica: Ciências básicas e produção animal

Orientador: Prof. Dr. Paulo Martins da Costa

Co-orientadores: Dr. José Vieira

Dra. Cláudia Marques

Dr. Marco Silva

Porto, 2026

RESUMO E PALAVRAS-CHAVE

A avicultura moderna caracteriza-se por sistemas de produção altamente especializados, nos quais a otimização do desempenho produtivo depende da interação entre fatores genéticos, nutricionais, ambientais e sanitários. Entre estes, o microbioma gastrointestinal desempenha um papel fundamental, influenciando a digestão, o metabolismo, o desenvolvimento do sistema imunitário e a resistência à colonização por agentes patogênicos. A composição da microbiota intestinal resulta de um processo dinâmico de sucessão ecológica, sendo continuamente modulada pela idade das aves, alimentação, manejo e, não menos importante, pelas condições ambientais. O objetivo deste trabalho foi rever criticamente o conhecimento científico disponível sobre o microbioma intestinal dos frangos de crescimento rápido e analisar o papel de *Enterococcus cecorum* na saúde intestinal e no desempenho produtivo. Embora esta espécie bacteriana integre a microbiota intestinal normal das aves, alterações do equilíbrio do microbioma intestinal, fatores de manejo, imunossupressão e outros fatores predisponentes podem favorecer a sua disseminação extraintestinal e o desenvolvimento de infecções locomotoras e sistêmicas. A evidência disponível demonstra que a manutenção de um microbioma intestinal equilibrado constitui um fator essencial para a saúde intestinal e para a maximização do desempenho produtivo.

PALAVRAS-CHAVE: Microbioma intestinal; *Enterococcus cecorum*; Broilers; Saúde intestinal; Desempenho produtivo.

CASUÍSTICA E ATIVIDADES REALIZADAS DURANTE O ESTÁGIO

Durante o estágio curricular foram desenvolvidas atividades nas áreas da microbiologia e da produção avícola, integrando trabalho laboratorial e acompanhamento técnico em explorações de frangos de crescimento rápido e perus. No laboratório, participou-se na recepção e processamento de 46 amostras, isolamento e identificação microbiológica, otimização de protocolos laboratoriais e preparação de amostras para análise do microbioma intestinal por sequenciação do gene 16S rRNA. No *campo*, acompanharam-se as visitas técnico-veterinárias a 73 explorações avícolas, envolvendo a monitorização do estado sanitário dos bandos, avaliação das condições de manejo, ambiente e biossegurança, realização de 387 necrópsias de rotina, interpretação de indicadores zootécnicos e apoio à implementação de medidas preventivas e corretivas. O estágio permitiu consolidar competências em diagnóstico microbiológico, vigilância sanitária, medicina preventiva e interpretação integrada de dados laboratoriais e de *campo*, evidenciando a importância da articulação entre a investigação e a prática clínica na promoção da saúde e do desempenho produtivo em avicultura.

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador, Professor Paulo Martins da Costa, pelo apoio inequívoco ao longo do estágio e pelas partilhas e conselhos que me guiaram para uma vertente da medicina veterinária onde me encontrei verdadeiramente feliz.

Aos meus coorientadores, Dra. Cláudia Marques, Dr. Marco Silva e Dr. José Vieira, pelos ensinamentos transmitidos e pela total disponibilidade demonstrada ao longo destes meses.

À Avicasal e à sua excelente equipa, pelo acolhimento excecional e por me fazerem sentir, desde o primeiro momento, parte integrante da equipa.

Ao microLab, em especial à Inês, à Dona Elisabete e aos meus colegas, pelo suporte incansável e pela leveza dos momentos partilhados.

Ao ICBAS, pelo conhecimento transmitido e por se confirmar como a escolha ideal para a realização da minha formação académica.

A todos os professores e funcionários que, ao longo do meu percurso escolar, contribuíram para o meu crescimento: o meu sincero agradecimento. Foram alicerces fundamentais no meu percurso.

À cidade do Porto, por me acolher e permitir renascer ao longo destes anos.

A São Pedro do Sul e aos seus fantásticos vizinhos, por me fazerem sentir sempre em casa.

Às comunidades de São José de Cluny de Portugal e da Guiné-Bissau, pelo acolhimento, pela generosidade e por todas as pontes que criaram na minha vida.

À Dra. Lurdes e à Dra. Liliana, pelo papel crucial que desempenharam na minha escolha pela Medicina Veterinária.

À Dra. Vânia, pela mentoria, apoio e ensinamentos preciosos nestes últimos anos.

Aos meus amigos das feiras medievais, pela escuta atenta e pelo amparo nos dias mais exigentes.

Aos meus colegas do ICBAS, com especial destaque para a *Família Choné* e os *Vets na Madeira*, por serem o melhor refúgio e os melhores companheiros de jornada que poderia desejar.

À minha família, a minha maior gratidão. Obrigado por confiarem no meu potencial e por me terem transmitido os valores que hoje me definem. Num mundo que privilegia a força do estatuto, ensinaram-me o valor e o orgulho das minhas origens. Sem a dignidade da enxada e do martelo, este caminho não teria sido possível.

“O heroico num ser humano é não pertencer a um rebanho”

José Saramago

ÍNDICE GERAL

1. Entre o <i>laboratório</i> e o <i>campo</i>	1
1.1. Pintos-do dia	7
1.2. Nutrição.....	8
1.3. Maneio	10
1.4. Biossegurança.....	12
1.5. Vigilância médico veterinária	13
2. O binómio <i>microbioma-desempenho produtivo</i>	19
2.1. Introdução	19
2.2. Colonização inicial e evolução ao longo do ciclo produtivo.....	21
2.3. Relação entre o microbioma ambiental e a microbiota intestinal.....	25
3. <i>Enterococcus cecorum</i> na avicultura	26
3.1. Características microbiológicas e diagnóstico laboratorial.....	26
3.2. Epidemiologia, patogenia e impacto clínico-produtivo	29
3.3. Estratégias de prevenção e controlo.....	30
4. Conclusões e considerações finais	31
Referências bibliográficas.....	33
Anexo A – Glossário.....	42
Anexo B – Poster IJUP.....	45
Anexo C – Protocolo de Necrópsias	45

LISTA DE ABREVIATURAS

AGCC	Ácidos gordos de cadeia curta
CFU	<i>Colony Forming Units</i> (unidades formadoras de colónias)
CO₂	Dióxido de carbono
DGAV	Direção-Geral de Alimentação e Veterinária
DNA	<i>Deoxyribonucleic Acid</i> (Ácido Desoxirribonucleico)
e.g.	<i>Exempli gratia</i> (por exemplo)
ICBAS	Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar
i.e.	Isto é
IJUP	Investigação Jovem da Universidade do Porto
ISO	<i>International Organization for Standardization</i>
MALDI-TOF	<i>Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization – Time-of-Flight</i>
NH₃	Amoníaco
PBS	<i>Phosphate Buffered Saline</i>
PCA	<i>Plate Count Agar</i>
PCR	<i>Polymerase Chain Reaction</i>
PFGE	<i>Pulsed-Field Gel Electrophoresis</i>
PYR	<i>Pyrrolidonyl Arylamidase Test</i>
qPCR	<i>Quantitative Polymerase Chain Reaction</i>
rRNA	<i>Ribosomal Ribonucleic Acid</i> (Ácido Ribonucleico ribossómico)
SYBR Green	Corante fluorescente utilizado em qPCR
V4	Região V4 do gene 16S Rrna

1. Entre o *laboratório* e o *campo*

Neste primeiro capítulo são descritas pormenorizadamente as atividades realizadas e todo o influxo de conhecimento que as mesmas permitiram, tendo sido extremamente enriquecedor o facto de ter alternado dois ambientes (o *laboratório* e o *campo*) que, diferindo na atividade, dimensão, geografia, meios de trabalho e contexto operacional, estão intimamente interligados no ponto onde o conhecimento se intercepta com a realidade.

O estágio decorreu entre os dias 16 de fevereiro e 5 de junho do ano 2026, tendo havido uma repartição das 16 semanas entre o Laboratório de Microbiologia e Tecnologia Alimentar do Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar (ICBAS) e a Avicasal - Sociedade Avícola S.A.

O laboratório de Microbiologia e Tecnologia Alimentar do ICBAS (microLAB) apoia o ensino deste domínio e, complementarmente, acolhe projetos de investigação científica centrados no estudo das consequências biológicas do uso de antimicrobianos, e na avaliação da atividade antimicrobiana de diversos compostos. O microLAB presta também serviços à comunidade, com foco no diagnóstico microbiológico clínico de animais de companhia (identificação bacteriana e testes de suscetibilidade a antimicrobianos), bem como na segurança alimentar e análise bacteriológica de águas de consumo (ICBAS, 2026). Dentro deste espaço, houve a oportunidade de integrar um projeto de investigação, que serviu de mote para todo o estágio, onde foi possível aprender e consolidar diversos pontos adquiridos nas unidades curriculares de microbiologia, bem como otimizar o protocolo experimental usado durante o projeto, através da leitura e análise de bibliografia relevante. No total, foram processadas 72 amostras, o que implicou a realização de sementeiras, testes de suscetibilidade aos antimicrobianos, colorações diferenciais, extração de DNA e realização de PCR (*Polymerase Chain Reaction*). Foi também enriquecedor compreender a dinâmica implicada na análise de amostras com importância nas áreas da clínica de animais de companhia e da tecnologia alimentar, bem como participar da realização e apresentação de um póster no IIUP (Investigação Jovem da Universidade do Porto) 2026, disponível no Anexo B.

O projeto de investigação teve como principais objetivos avaliar em que medida as diferenças no microbioma estão associadas a diferenças no desempenho produtivo entre explorações avícolas pertencentes à mesma integração, com particular foco na influência da contaminação por *Campylobacter jejuni* e *C. coli* neste desempenho.

O estudo do microbioma e da carga bacteriana ambiental no setor avícola exige uma abordagem metodológica multifacetada, dada a coexistência de microrganismos com exigências metabólicas, térmicas e atmosféricas muito distintas. Os parágrafos seguintes descrevem o percurso

técnico e a curva de aprendizagem realizados durante o estágio, associados à padronização dos protocolos e à integração deste estágio no decorrer do projeto de investigação.

Na preparação do desenho do protocolo experimental, foi necessário definirem-se os tipos de amostras a recolher, em que pontos, quais as explorações e durante quanto tempo. Assim, de acordo com os dados históricos de produtividade e para aumentar as probabilidades de identificar diferenças, foram selecionadas seis granjas avícolas com históricos de desempenho divergentes (unidades sanitárias e estatísticas): três com bom desempenho produtivo no último ano e outras três com uma performance muito abaixo do *standard*. Todos os bandos partilhavam a mesma genética e apresentavam uma alimentação semelhante em todos os ciclos e nas diferentes explorações. Em cada granja foi selecionado um pavilhão, tendo sido nele recolhidas amostras fecais e ambientais. A amostragem fecal (n=54) foi realizada nas seis explorações durante três ciclos de produção, abrangendo três momentos representativos: i) primeiro dia de vida, na chegada dos pintos ao pavilhão; ii) segunda semana, na qual ocorre a mudança do alimento de iniciação para a fórmula de crescimento, por volta do dia 14; iii) quinta semana, dia 35, exceto no caso de os frangos seguirem para abate antes deste dia. Relativamente às superfícies, foram selecionados três pontos: dois no pavimento do primeiro e último quartil de cada pavilhão e outro na parede, sensivelmente a meio do pavilhão), a uma altura de 20 cm do chão.

No total, foram recolhidas 72 amostras processadas através de diferentes técnicas:

- Microbiologia Clássica;
- PCR em tempo real (qPCR - *Quantitative Real-Time Polymerase Chain Reaction*);
- Sequenciação do gene 16S rRNA, para o estudo do microbioma.

Neste contexto, antes da aplicação prática do desenho experimental no terreno, foi então desenvolvida uma etapa preliminar de atividade laboratorial intensiva, focada no domínio, otimização e validação das técnicas microbiológicas e moleculares necessárias para o processamento de amostras.

O principal objetivo desta fase consistiu em desenhar um fluxo de trabalho com múltiplos parâmetros, robusto e reprodutível, capaz de rastrear, em simultâneo e a partir de uma única amostra inicial, sete alvos biológicos de elevado interesse zootécnico e sanitário: microrganismos totais, bactérias esporuladas, Enterobacterales, *Escherichia coli*, *Enterococcus* spp., *Salmonella* sp. e *Campylobacter* spp. A execução desta componente laboratorial envolveu não só o diagnóstico microbiológico clássico baseado em normas internacionais (ISO), mas também o desenvolvimento de competências de resolução de problemas, face aos desafios impostos por matrizes biológicas complexas.

Na realização dos ensaios piloto direcionados para a calibração e otimização dos protocolos de contagem e isolamento, o principal desafio técnico prendeu-se com a elevada volatilidade e

heterogeneidade da carga microbiológica intrínseca às matrizes biológicas em estudo. De facto, a amplitude de variáveis que influenciam cada tipo de amostras exigiu um esforço rigoroso na determinação das janelas de diluição ideais. Nos primeiros ensaios preliminares, a aplicação de intervalos de diluição padronizados resultou frequentemente em placas de cultura "incontáveis" – devido à sobreposição total de colónias – ou, inversamente, na ausência total de crescimento bacteriano. Deste modo, foi necessário, em muitos casos definir intervalos de diluição específicos, nomeadamente no caso das amostras de superfícies, que regra geral apresentaram cargas bacterianas mais baixas em comparação com os restantes tipos de amostras. Para além da diferenciação proveniente da variabilidade de amostras, também entre géneros bacterianos se estabeleceu uma diferenciação das diluições baseada na densidade populacional estimada para cada alvo microbiológico. A definição prévia destas janelas exatas de inoculação revelou-se um passo crítico de gestão laboratorial, pois ao fixar o intervalo de diluição mais provável para cada agente, reduziu-se drasticamente o desperdício de meios de cultura específicos e consumíveis de uso único, otimizando o fluxo de trabalho necessário para processar os sete alvos biológicos em simultâneo.

Esta fase permitiu alcançar o processamento técnico adequado, assegurando que a transição para o estudo de *campo* em larga escala decorresse sob critérios de reprodutibilidade e com mais exatidão metodológica, independentemente das flutuações biológicas das amostras colhidas no terreno.

Para além da otimização das contagens populacionais, a atividade laboratorial envolveu o domínio autónomo de uma vasta gama de ensaios fenotípicos, bioquímicos e moleculares. Esta componente foi essencial para validar a identidade dos isolados obtidos nos meios seletivos e diferenciais, garantindo a fiabilidade dos dados diagnósticos e eliminando potenciais falsos positivos decorrentes da pouca prática na componente laboratorial. Os protocolos foram realizados de acordo com as normas ISO (ISO 4833, ISO 16649-2, ISO 21528-2, ISO 7899-2, ISO 6579-1 e ISO 10272-1), sendo abordadas nesta secção algumas determinações específicas, em virtude do processo de aprendizagem se ter revelado mais complexo e trabalhoso.

- **Enterobacterales:** após a seleção de colónias típicas (púrpura com halo de precipitação) em ágar *MacConkey Agar*® (Oxoid, Basingstoke, UK), procedeu-se à execução de colorações de Gram e inoculações no meio *Triple Sugar Iron*® (Biokar, Allonne, França). A leitura de outros testes bioquímicos, nomeadamente o *Motility Indole Urea*® (Liofilchem, Roseto degli Abruzzi, Itália) foram essenciais para diferenciar géneros bacterianos morfológicamente semelhantes (ISO, 2017b).
- ***Campylobacter* spp.:** a maior particularidade foi o manuseamento de condições estritas de microaerofilia e a contagem por *micro-gota* em *Chromagar campylobacter*®

(CHROMagar, Saint-Denis, França). A confirmação destes isolados baseou-se em metodologias de triagem, nomeadamente a avaliação da mobilidade e morfologias características em espiral ao microscópio de contraste de fase, o teste da atividade da enzima oxidase e o não crescimento em atmosfera normal (Biesta-Peters et al., 2019; ISO, 2017a).

- **Caracterização funcional via antibiograma:** Como complemento à identificação de *E. coli* e *Enterococcus* spp., o desenvolvimento de competências estendeu-se à determinação da suscetibilidade aos antimicrobianos pelo método de difusão em disco (ISO, 2000, 2001; Webber et al., 2022).

Reconhecendo as limitações inerentes aos métodos puramente fenotípicos, que podem ser condicionados pela variabilidade da expressão metabólica bacteriana e pela interpretação do operador, a atividade laboratorial integrou técnicas de biologia molecular. Esta abordagem permitiu usar um método complementar, que funcionou como uma ferramenta de máxima resolução particularmente crucial para a confirmação inequívoca de géneros de elevado impacto epidemiológico e clínico, como no caso de *Campylobacter* spp. e *Enterococcus* spp.

O desenvolvimento e a consolidação de um projeto experimental desta natureza exigem, usualmente, um período temporal que ultrapassa os quatro meses estipulados para o estágio. Consequentemente, à data da redação deste relatório, a atividade laboratorial ainda se encontrava em curso, o que reflete a continuidade e a dinâmica natural da investigação científica. Devido a este cronograma, a participação neste projeto centrou-se nas fases iniciais e intermédias, limitando a oportunidade de acompanhar de forma mais detalhada os desenvolvimentos subsequentes na área da biologia molecular. No entanto, houve ainda oportunidade de acompanhar o processo de extração e purificação de DNA através da otimização de protocolos de lise térmica e enzimática a partir de culturas puras, de modo a obter ácidos nucleicos com níveis de pureza e concentração adequados para amplificação, minimizando a presença de inibidores enzimáticos comuns em matrizes complexas (Lim et al., 2016).

Posteriormente foram realizadas técnicas de qPCR (n=16) para amplificar e quantificar algumas estirpes bacterianas. A configuração da reação incluiu conjuntos de iniciadores específicos (*primers*) e uma mistura BioRad Q SYBR Green supermix® (Bio-Rad, Algés, Portugal), para além disso, foram incluídos controlos negativos para garantir a ausência de contaminação. A geração de curvas padrão permitiu estabelecer uma correlação entre a concentração de DNA e os valores de ciclo limite. Após a amplificação do produto pretendido, a especificidade foi avaliada através da análise da curva de dissociação (*melting curve*) e de eletroforese em gel de agarose (Piccirillo et al., 2026).

Para a avaliação da microbiota, o DNA microbiano foi extraído das amostras utilizando o *kit* QIAamp® PowerFecal® Pro DNA (Qiagen, Hilden, Alemanha) e a integridade do DNA foi confirmada por eletroforese em gel de agarose. A concentração final e a pureza do DNA foram determinadas utilizando um instrumento *NanoDrop 1000*® (Thermo Fisher Scientific, Massachusetts, USA). Seguiu-se uma reação de PCR para amplificar a região V4 do gene 16S rRNA altamente conservado. A Sequenciação de Nova Geração foi realizada utilizando um serviço externo da Eurofins Genomics (Ebersberg, Alemanha). As leituras brutas da sequenciação do gene 16S rRNA foram depois processadas, o que incluiu o agrupamento (*clustering*) dos dados resultantes em variantes de sequência de amplicon (ASVs), proporcionando uma forma precisa de definir e diferenciar sequências com base em diferenças exatas de nucleótidos (Zhou et al., 2021).

Por fim, com o propósito de apoiar o objetivo do projeto, a análise focou-se na procura de associações entre o manejo, o microbioma e o desempenho, comparando estas variáveis entre os dois grupos de desempenho produtivo das explorações.

Apesar da grande importância da componente laboratorial e da integração deste projeto no decurso do meu estágio, este foi desenvolvido maioritariamente na Avicasal - Sociedade Avícola, S.A., uma empresa especializada na criação de frangos, no abate e processamento de carnes de aves de capoeira, com sede em São Pedro do Sul. A empresa integra o universo do grupo Soja de Portugal- Sociedade Gestora de Participações Sociais S.A., atuando em estreita sinergia com a Savinor - Sociedade Avícola do Norte S.A. na cadeia de produção avícola nacional. A Avicasal e a Savinor, em conjunto, dispõem de duas unidades de abate e transformação de carne de aves, com capacidade para abater 15 000 frangos por hora, 150 produtores integrados, os quais recebem acompanhamento técnico e especializado por parte de médicos veterinários e engenheiros zootécnicos (Avicasal, 2026).

No decorrer do estágio na Avicasal, foi possível acompanhar as atividades do médico veterinário e da equipa de engenheiros zootécnicos responsáveis pela assistência aos produtores integrados e às granjas de produção própria, tendo sido possível visitar 73 granjas diferentes: 60 correspondem à produção de *broilers*, oito criavam peru e cinco eram de criadores de frango de estirpes de crescimento lento (*Frango d'Avó*®). A maioria das instalações pertence a criadores integrados, havendo cinco granjas de *broilers* e uma de peru de produção própria. Cada exploração tem um número variável de pavilhões, oscilando entre um (a maioria) e dez pavilhões. Em média, cada pavilhão alojava 30 000 frangos, respeitando os limites de 33 kg/m². A grande maioria das granjas localizava-se no distrito de Viseu e concelhos adjacentes de distritos vizinhos, tais como Aguiar da Beira (Guarda), Sever do Vouga e Albergaria-a-Velha (Aveiro). No que respeita às atividades realizadas destacam-se as seguintes:

- Visitas de rotina com o propósito de monitorizar a qualidade do manejo (zona de conforto), os indicadores de desempenho (índice de conversão alimentar, ganho médio diário de peso, mortalidade e consumos de alimento composto e água), programar a transição de referências de alimento, verificar o comprimento das medidas de biossegurança e avaliar o estado de saúde do bando;
- Pesagem amostral de frangos e perus;
- Receção de pintos do dia (36 pavilhões);
- Necrópsias (368 de frangos e 19 de perus);
- Acompanhamento de duas verificações de *check-list* antes de auditorias internas;
- Transferência de perus;
- Trabalho de pesquisa e tratamento de dados.

Complementarmente, houve também a oportunidade de:

- Assistir a uma recolha de frangos para abate, visitar as instalações do matadouro, vendo a linha de abate em funcionamento e os trabalhos nas salas de desmancha;
- Participar em duas formações, uma relativa ao efeito de espumas na lavagem dos pavilhões e outra sobre o efeito dos probióticos na avicultura;
- Assistir a uma auditoria a um aviário pela DGAV (Direção-Geral de Alimentação e Veterinária), na qual fizeram colheita de amostras para controlo oficial de *Salmonella*;
- Acompanhar a visita e consultoria de dois médicos veterinários de uma empresa externa espanhola a alguns aviários.

O papel dos médicos veterinários na avicultura é fundamental, em virtude da sua formação médica e do seu vasto conhecimento sobre todo o processo produtivo, o que inclui a gestão da produção, a gestão sanitária, a qualidade do produto, a nutrição e também alguma da parte económica (Glisson & Hofacre, 2006). Na realidade, a produção avícola é uma relação complexa entre empresas de incubação de pintos, produtores, fábricas de produção de alimento composto, farmacêuticas, entidades oficiais nacionais, matadouros e retalhistas todos interligados com biologia, indústria, saúde pública, bem-estar animal e política. O interessante e mais desafiante é que o médico veterinário, de forma mais direta, ou indireta, está implicado em toda esta relação, sendo muitas vezes o elo conector entre cada uma das partes (Lichtensteiger, 2021).

De qualquer forma, a rotina do médico veterinário na avicultura foca-se essencialmente na medicina preventiva, na otimização de índices zootécnicos e na biossegurança (Dewulf & Van Immerseel, 2019). Assim, grande parte do estágio foi despendido no *campo*, em contacto com os

produtores, acompanhando o médico veterinário responsável. Numa mesma visita são avaliados vários aspetos referentes ao sistema de produção, funcionando o médico veterinário como consultor que orienta a produção de forma a aumentar a sua rentabilidade, garantindo o cumprimento das normas de bem-estar animal e a legislação (FEPASA, 2019). Para isto, é essencial o auxílio de técnicos de *campo*, com formação em engenharia zootécnica que, muitas vezes, constituem os *olhos* do médico veterinário, ante a impossibilidade de este visitar todas as granjas com a frequência desejável.

A produção intensiva de frangos *broilers* assenta em cinco pilares fundamentais e indissociáveis: a qualidade dos pintos do dia, a precisão nutricional, a zona de conforto proporcionada pelas infraestruturas e o manejo animal, o rigor das medidas de biossegurança e a vigilância médico-veterinária (Van Limbergen et al., 2020). Ao garantir um equilíbrio entre estes fatores, é possível maximizar o potencial genético das estirpes modernas de crescimento rápido. Deste modo, para melhor compreensão das atividades realizadas no estágio e o papel do médico veterinário na avicultura, é essencial que se abordem estes grandes pilares de forma repartida, o que constitui não só um desafio, como uma distinção puramente teórica porque, na realidade, estes elementos estão profundamente interligados e influenciam-se mutuamente (Fijalovych & Paskevych, 2025).

1.1. Pintos-do dia

A qualidade dos pintos do dia constitui um dos principais determinantes do sucesso produtivo, justificando o aturado trabalho de melhoramento genético – levado a cabo por algumas empresas – com o propósito de aumentar o potencial intrínseco para um crescimento rápido e uma alta eficiência alimentar. Contudo, a expressão máxima deste potencial está muito dependente da qualidade inicial dos pintos aquando da sua chegada aos pavilhões de cria. Deste modo, devemos estar atentos ao estatuto sanitário e imunitário das reprodutoras, à idade do lote dos progenitores, à gestão da janela de eclosão no centro de incubação, e às condições de climatização e biossegurança durante o transporte até ao aviário (Tona et al., 2022).

Um bom *arranque* de crescimento é crucial para que se obtenham os resultados pretendidos, sendo fundamental fazer uma avaliação no momento da receção. Um pinto de alta qualidade deve apresentar-se ativo, com os olhos limpos e brilhantes e umas patas fortes, sem lesões ou sinais de desidratação, o bico reto e limpo, um abdómen macio e maleável e uma penugem seca, amarelada e não pegajosa. O fecho perfeito da cicatriz umbilical é um indicador crítico, em virtude desta poder ser a principal porta de entrada de microrganismos responsáveis por infeções bacterianas secundárias. Além disso, a uniformidade do lote é determinante para o sucesso da criação, pois lotes heterogéneos resultam numa competição desigual pelos comedouros e bebedouros, perpetuando a discrepância de pesos até ao final do ciclo (Butcher & Gage, 2025).

Logo nesta fase o médico veterinário desempenha um papel fundamental, pois, ao analisar as condições físicas dos pintos, consegue ajustar o manejo e, sempre que necessário, medicar. Para estes ajustes também contribuem bastante os registos provenientes do centro de incubação; por exemplo, reprodutoras jovens (menos de 30 semanas) produzem ovos e pintos mais pequenos, que requerem um manejo térmico e nutricional muito mais exigente; o estatuto sanitário e o registo vacinal das reprodutoras também são muito úteis no planeamento da vacinação dos frangos (de Oliveira et al., 2026).

Nas primeiras 24 horas, deve-se palpar o papo de uma amostra de pintos, sendo desejável que a maioria apresente papos cheios e macios (água e alimento misturados). Se for detetada uma percentagem elevada de papos vazios (só com água ou sem nada) ou duros (apenas alimento), existem duas causas possíveis: falha na distribuição e acessibilidade à água/alimento ou letargia de pintos desidratados devido a uma permanência excessiva no centro de incubação e no transporte (Aviagen ROSS-Broiler PocketGuide, 2025).

Os primeiros sete dias de vida são quase sempre indicativos da qualidade inicial dos pintos, espelhando todo o trabalho desenvolvido quer nas granjas de reprodutoras, quer no centro de incubação. Na primeira semana de vida, uma mortalidade acentuada, associada a deteção de onfalites, não absorção do saco vitelino ou gota visceral, causada por desidratação grave, permite-nos correlacionar a mortalidade diretamente com falhas de higiene ou climatização na incubação ou no transporte (Yassin et al., 2009). No caso da monitorização do peso aos sete dias, este deve estar quatro a cinco vezes superior ao peso dos pintos à chegada. Se este objetivo não for atingido e o teste do papo estiver normal, podemos apontar para uma infeção subclínica, transmitida verticalmente pela progenitora, ou para uma formulação nutricional abaixo das exigências deste lote (Aviagen ROSS-Broiler PocketGuide, 2025).

Como neste caso a empresa fornecedora dos pintos e a empresa que gere a criação dos frangos não são a mesma, é de suma importância que o médico veterinário sirva de elo de ligação com os responsáveis do centro de incubação, relatando todos os dados discrepantes obtidos nos diferentes lotes de modo que sejam feitos de forma atempada os ajustes necessários na reprodução, na incubação e no transporte dos pintos.

1.2. Nutrição

Na produção de *broilers*, a nutrição representa o pilar de maior impacto económico, sendo responsável por cerca de 65% a 70% dos custos totais de produção. O melhoramento genético contínuo resultou em linhagens com uma taxa de crescimento extremamente acelerada e com um índice de conversão alimentar altamente eficiente (Khattak et al., 2006). Para que este potencial se

manifeste sem comprometer a saúde da ave, a nutrição baseia-se no fornecimento preciso de nutrientes através de programas de alimentação multifase. Na Avicasal são adquiridas ao formulador quatro referências de alimento composto: inicial, crescimento, engorda e acabamento/final. Cada referência é cuidadosamente formulada de modo a suprir a necessidade das aves em cada uma das fases do ciclo produtivo. Para além da formulação nutricional, a apresentação física do alimento também é essencial. Nas primeiras idades, o formato de migalha estimula o consumo precoce e o desenvolvimento das vilosidades intestinais. Nas fases seguintes, a transição para uma granulometria superior (*pellet*) é importante para reduzir o tempo despendido na ingestão e o gasto energético associado à apreensão do alimento, otimizando, deste modo a conversão alimentar (Moradi et al., 2021). Paralelamente, a ingestão de água é essencial. Assim, a pressão de água nos bebedouros/pipetas e a acessibilidade física a estes dispositivos devem acompanhar rigorosamente a idade e o peso das aves, garantindo que o consumo hídrico, que serve de motor para o consumo de alimento, nunca seja negligenciado (Williams et al., 2013).

Neste âmbito, o médico veterinário atua na interface entre a nutrição teórica, formulada na fábrica, e a nutrição prática, refletida na realidade produtiva. A sua principal ferramenta de monitorização é o registo diário do consumo hídrico e alimentar, comparado com tabelas de referência.

Quando, na análise destes registos, se verifica, por exemplo, uma quebra no consumo alimentar, mantendo-se estável o consumo de água, a investigação deve ser direcionada para fatores físicos do alimento. Por isso, durante a visita, é importante recolher amostras dos comedouros e das tulhas para avaliar a percentagem de esfarelamento e a dureza do *pellet*. Se o nível de pó for excessivo ou o *pellet* apresentar dureza excessiva, os frangos tendem a rejeitar o alimento, comprometendo a uniformidade do lote.

Para além disso, a avaliação das fezes e do estado da cama constitui uma importante fonte de informação. A observação de fezes pastosas, com presença de alimento mal digerido, pode indicar uma taxa de passagem excessivamente rápida ou uma deficiente digestibilidade e/ou absorção dos nutrientes, frequentemente associada à qualidade dos ingredientes utilizados na sua formulação (por exemplo, excesso de proteína pouco digestível ou gorduras rançosas) (Butcher et al., 1969). Por outro lado, a presença de alimento nas camas indica escolha por parte das aves, o que nos deixa alerta para problemas de manejo (linhas de ração demasiado baixas) e/ou problemas físicos no granulado.

Uma outra ferramenta muito útil é a realização de necrópsias de rotina (e.g. Figura 1). Através destas avaliações, é possível monitorizar a integridade do trato gastrointestinal. A existência de sinais típicos de enterite necrótica subclínica ou de lesões típicas de coccidiose, bem como a deteção de alterações morfológicas (e.g. paredes intestinais finas, friáveis e com excesso de muco), têm um

enorme valor para aferir a saúde intestinal. Nestes casos, compete ao médico veterinário, em articulação com o formulador do alimento composto, identificar possíveis ajustes ao nível do manejo e da formulação alimentar, nomeadamente a reformulação da dieta ou a inclusão de aditivos nutricionais, com o objetivo de promover a integridade gastrointestinal e otimizar o desempenho produtivo dos frangos.

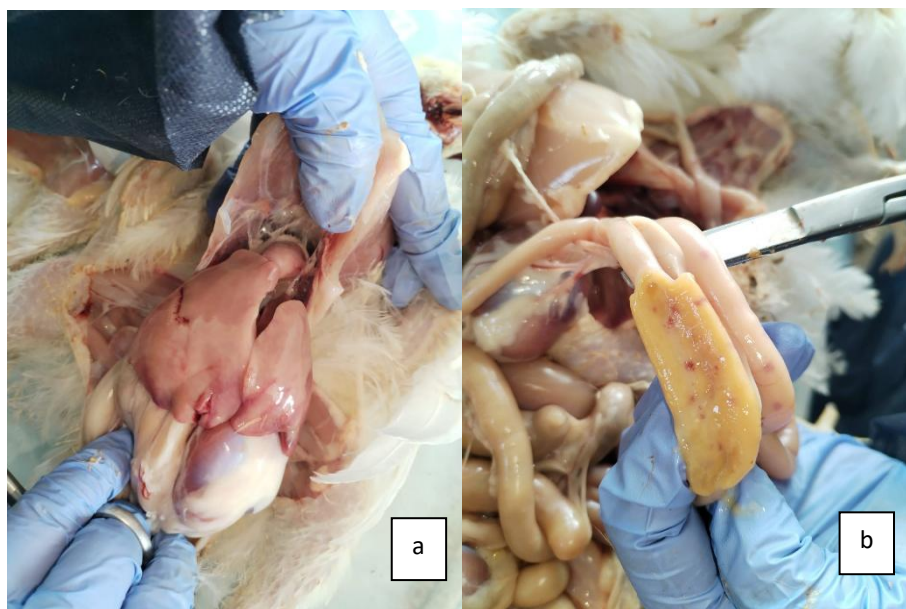


Figura 1 (a;b). Necrópsia de rotina. Fonte: elaborado pelo autor

1.3. Maneio

Na produção avícola, o manejo representa o conjunto de práticas e decisões operacionais que determinam em que medida o potencial genético das aves é expresso. Como já foi referido, é impossível dissociá-lo da qualidade dos pintos e da nutrição, uma vez que estes fatores se encontram estreitamente interligados. O manejo moderno há muito que deixou de ser uma atividade empírica, assentando em quatro eixos fundamentais: o controlo ambiental, a gestão da cama, a densidade populacional e o manejo alimentar.

Dentro do controlo ambiental, a temperatura é um dos parâmetros fundamentais do manejo. Durante a primeira semana de vida, a temperatura do pavilhão deve situar-se entre 30 e 32 °C ao nível da cama, uma vez que os pintos apresentam uma capacidade limitada de termorregulação, dependendo do calor fornecido pelo ambiente para manter a temperatura corporal. À medida que crescem e desenvolvem a plumagem, as suas necessidades térmicas diminuem gradualmente, sendo habitual reduzir a temperatura cerca de 2 a 3 °C por semana. Desvios em relação às condições térmicas recomendadas obrigam as aves a mobilizar parte da energia ingerida para a produção ou dissipação

de calor, reduzindo a energia disponível para o crescimento e comprometendo a eficiência da conversão alimentar (Aviagen ROSS-Broiler PocketGuide, 2025).

O motor que regula este ambiente é a ventilação, que executa duas funções distintas ao longo do ciclo. Nas primeiras idades, aplica-se principalmente a ventilação mínima, cujo único propósito é renovar o oxigénio e remover gases tóxicos e humidade, sem criar correntes de ar frio. Nas fases finais ou em períodos de calor extremo, para além da ventilação mínima, ativa-se a ventilação de arrefecimento, que remove o calor corporal acumulado entre as aves, garantindo que estas não entrem em *stress* térmico (Sakamoto et al., 2024). Este fluxo de ar interfere diretamente na humidade relativa, cujo intervalo ideal se situa entre os 50% e os 70% ao longo de todo o ciclo. Na primeira semana, uma humidade relativa muito baixa, inferior a 50%, promove a desidratação rápida das vias respiratórias dos pintos. Nas fases seguintes, o excesso de humidade, acima de 70%, passa a ser o problema, ao impedir que os frangos percam calor por evaporação, agravando o *stress* térmico. Adicionalmente, a humidade excessiva deposita-se na cama, levando à sua compactação e, consequente, libertação de amoníaco (NH_3) que, em conjunto, diminuem o bem-estar das aves e prejudicam a sua saúde. Concentrações elevadas de CO_2 e NH_3 causam letargia, reduzem o consumo alimentar e, em fases avançadas, danificam os sistemas cardiovascular e respiratório das aves (Aviagen ROSS-Broiler PocketGuide, 2025).

Por fim, os programas de iluminação são de suma importância. Nas primeiras horas de vida, preconiza-se luz contínua para estimular o consumo inicial de água e alimento; progressivamente, vão-se introduzindo períodos de “luz apagada” para permitir o descanso dos animais e incentivar o consumo após o período de menor atividade (Arowolo et al., 2019).

A gestão da cama (geralmente composta por aparas de madeira e casca de arroz) juntamente com a densidade populacional estão diretamente implicadas no bem-estar e na saúde dos bandos. A legislação portuguesa define o primeiro limite de densidade em 33 kg/m^2 , podendo a densidade ser maior até ao limite de 42 kg/m^2 no caso de se respeitarem determinados requisitos adicionais ao nível do bem-estar animal. Dentro destes limites, ao planearmos o número de pintos que vão entrar num pavilhão devemos ter em conta o peso final pretendido. Uma densidade desajustada promove comportamentos de confronto entre as aves, devido à diminuição de disponibilidade de alimento, água e espaço, prejudicando diretamente o bem-estar dos animais, sobrecarregando também os sistemas de ventilação e a capacidade de retenção de humidade da cama (Estevez, 2007). Quando a humidade da cama ultrapassa os níveis recomendados, favorece a sua compactação e aumenta a libertação de amoníaco. O estado da cama constitui igualmente um importante indicador da saúde intestinal do lote, uma vez que o aumento da incidência de diarreias, a presença de alimento mal digerido nas fezes e o aumento das descargas fecais aceleram a sua degradação. Adicionalmente, uma

altura inadequada das pipetas de fornecimento de água ou uma pressão excessiva da água podem originar derrames, aumentando a humidade da cama. A combinação destes fatores conduz à degradação progressiva da cama, que se torna húmida, compactada e rica em matéria orgânica, criando condições propícias à libertação de amoníaco e ao desenvolvimento de lesões podais. O contacto prolongado das aves com este tipo de cama favorece o aparecimento de pododermatites, queimaduras no peito e outras lesões cutâneas, comprometendo o bem-estar animal e reduzindo a predisposição das aves para expressarem comportamentos naturais, incluindo a alimentação (Brink et al., 2022).

Durante as visitas técnicas aos aviários, o comportamento das aves é o reflexo direto das condições ambientais fornecidas. O veterinário não se pode limitar a ler os registos do painel de controlo do pavilhão, sendo imprescindível cruzar esses dados com a distribuição e a atividade do bando. Se, ao entrar no pavilhão, observar as aves aglomeradas nos centros dos pavilhões, ou mais próximo das fontes de calor, por certo, haverá um desequilíbrio térmico no pavilhão. No caso de se encontrarem predominantemente junto às janelas, zona por excelência de maior circulação de ar, ou junto às linhas de água e com sinais de hiperventilação sinaliza que estão a sentir calor, exigindo por norma o ajuste da temperatura e da ventilação (Schiassi et al., 2015; Soster et al., 2026). No entanto, nos primeiros dias de vida, pequenos grupos espalhados por todo o aviário costumam ser a manifestação de um comportamento natural, dado que são animais gregários, que nesta fase estariam grande parte do tempo recolhidos em conjunto debaixo da progenitora.

1.4. Biossegurança

Apesar da importância dos três pilares anteriormente descritos, a biossegurança constitui igualmente um elemento fundamental, devendo estar presente em todas as atividades desenvolvidas no âmbito da produção avícola. Na avicultura moderna, a biossegurança deve ser entendida não como um protocolo rígido e estático, mas como uma estratégia dinâmica de gestão do risco biológico, adaptada às características de cada exploração e de cada ciclo produtivo. A elevada densidade populacional dos pavilhões, associada às características intensivas destes sistemas de produção, favorece a rápida disseminação de agentes patogénicos quando estes são introduzidos na exploração, com consequências negativas para a saúde animal, o bem-estar e o desempenho económico (Vougat Ngom et al., 2025).

A biossegurança divide-se conceptualmente em duas vertentes complementares: a bioexclusão (biossegurança exclusiva), cujo objetivo consiste em impedir a introdução de novos agentes patogénicos na exploração, e o bioconfinamento (biossegurança inclusiva), que visa limitar a

disseminação e a persistência de agentes já presentes entre granjas, pavilhões ou lotes sucessivos (Assefa, 2022).

A biossegurança externa assenta no isolamento físico da exploração e no controlo rigoroso de todos os potenciais vetores epidemiológicos. Entre as principais medidas incluem-se a vedação do perímetro da propriedade, a existência de um arco de desinfecção ou rodilúvio para os veículos que entram na exploração e o registo rigoroso de todas as visitas. Adicionalmente, o acesso às instalações deve ser precedido da passagem por uma barreira sanitária, com troca integral de roupa e calçado. À entrada de cada pavilhão, devem igualmente existir pedilúvios para a desinfecção do calçado e lavatórios destinados à higiene das mãos. O controlo de vetores, como aves silvestres, roedores e insetos, constitui igualmente uma medida essencial, uma vez que estes podem atuar como reservatórios ou vetores mecânicos de diversos microrganismos, vírus e parasitas (Mahmood et al., 2025).

Por sua vez, a biossegurança interna rege as operações diárias, tendo como pilar central o princípio do vazio sanitário e os protocolos de limpeza e desinfecção. O vazio sanitário corresponde ao período que decorre entre a saída do último lote e o alojamento do bando seguinte. Por norma devíamos garantir um mínimo de 14 dias; no entanto, com o aumento da pressão do mercado, nem sempre isto é possível, devendo ser feito um reforço da lavagem e desinfecção e uma monitorização cuidada da eficácia do processo, através da análise microbiológica das superfícies (Nesterenko, 2024).

Na organização interna de cada dia de trabalho e de forma a cumprir boas práticas de biossegurança, importa visitar em primeiro lugar os bandos mais jovens e deixar para último os bandos com problemas sanitários. Em cada exploração, é obrigatório usar equipamentos de proteção individual, nomeadamente, protetores de calçado, fatos de macaco, toucas, máscaras e luvas; tudo em material descartável.

1.5. Vigilância médico veterinária

Ao longo das secções anteriores foi evidenciada a importância da atuação do médico veterinário na produção de broilers. Durante as visitas técnicas aos aviários, o principal objetivo consiste na deteção precoce de desvios sanitários e produtivos, permitindo uma intervenção atempada. A monitorização veterinária eficaz assenta na conjugação da vigilância clínica com a vigilância zootécnica. Enquanto a vigilância clínica incide na avaliação qualitativa, através da observação direta do estado sanitário e do bem-estar das aves, a vigilância zootécnica baseia-se na análise quantitativa dos indicadores de desempenho produtivo. Estas duas abordagens são complementares, permitindo ao médico veterinário atuar preventivamente antes que alterações subclínicas evoluam para perdas produtivas significativas.

A vigilância clínica exige uma metodologia sistemática de inspeção, assente na observação cuidadosa do ambiente e dos animais. Ao percorrer o pavilhão, o médico veterinário deve avaliar a distribuição espacial das aves, o padrão de locomoção, o estado de alerta e a uniformidade da plumagem. A avaliação auditiva é igualmente importante, uma vez que a presença de estertores respiratórios, tosse ou outros sons respiratórios anormais pode constituir um dos primeiros indícios de afeções respiratórias. Durante a visita, devem ainda ser avaliados odores anormais, como cheiro a fumo ou concentrações elevadas de amoníaco, a presença de poeiras em suspensão, a existência de diferenças de temperatura ou correntes de ar, bem como a qualidade da cama e a uniformidade do lote (Aviagen ROSS-Broiler PocketGuide, 2025).

Complementarmente, a realização de necrópsias de rotina é um excelente indicador do estado geral do bando, permitindo inspecionar lesões macroscópicas em órgãos-alvo (trato respiratório, digestivo e locomotor) e despistar patologias silenciosas como coccidiose, enterite necrótica ou discondroplasia tibial. O protocolo de necrópsias utilizado, bem como os pontos que carecem de uma observação mais atenta encontram-se descritos no Anexo C (Aviapp[®] Avian Performance Platform, n.d.).

Por sua vez, a vigilância zootécnica baseia-se no registo e na análise diária de indicadores produtivos. Atualmente, a maioria das explorações encontra-se altamente automatizada, dispondo de sistemas de monitorização que registam continuamente o consumo de água, o consumo alimentar, a humidade relativa, a temperatura, os parâmetros de ventilação e, em muitos casos, o peso médio do lote através de balanças automáticas suspensas. Estes registos devem ser complementados pela monitorização rigorosa da mortalidade diária e da taxa de refugo. Todos estes indicadores são comparados com valores de referência, sendo que desvios significativos em relação às curvas esperadas podem indicar que o lote se encontra sob stress ou na fase inicial de um processo infeccioso (Kusumawati & Fachrie, 2023).

A análise regular destes registos é essencial para avaliar o impacto de alterações nutricionais, de manejo, ambientais ou sanitárias, permitindo frequentemente antecipar tendências na evolução do lote e implementar medidas corretivas antes do aparecimento de alterações clínicas ou produtivas mais evidentes. Durante o estágio, foi particularmente útil acompanhar algumas granjas de criação própria da empresa, onde foi possível observar e interpretar, em contexto real, a evolução destes indicadores ao longo do ciclo produtivo. Os principais parâmetros monitorizados durante a criação de frangos de crescimento rápido encontram-se resumidos na Tabela 1.

Tabela 1. Registos necessários em cada criação de *broilers*. Adaptado de Aviagen ROSS-Broiler PocketGuide, 2025.

Evento	Registos	Comentários
Alojamento dos pintos	Número de pintos do dia recebidos	Verificar o peso dos pintos, uniformidade e número de mortos à chegada.
	Lote(s) de origem das reprodutoras, com respetiva idade	
	Data e hora de chegada	
	Qualidade dos pintos	
Ambiente	Temperatura externa	Vários locais ao longo dos pavilhões devem ser monitorizados. Deve-se ter especial atenção a estes parâmetros na primeira semana de vida. Idealmente, também se deveriam registar os níveis de poeira, CO ₂ e NH ₃ .
	Temperatura mínima diária	
	Temperatura máxima diária	
	Humidade relativa	
	Qualidade do ar	
Mortalidade	Qualidade da cama	Devem-se registar separadamente os animais encontrados mortos e os sacrificados, com o respetivo motivo. Dar especial atenção à mortalidade nos primeiros sete dias de vida.
	Diária	
	Semanal	
Peso vivo	Cumulativa	Medições mais frequentes são necessárias mais perto da data prevista para o abate.
	Peso vivo médio semanal	
Alimento composto	Uniformidade de crescimento semanal	A medição precisa do alimento consumido é essencial para medir a conversão alimentar e o consumo diário.
	Data de entrega	
	Quantidade	
	Referência alimentar	
	Qualidade física do granulado	
Água	Consumo diário	Registar o consumo diário de cada pavilhão num gráfico. Flutuações repentinas no consumo de água são um indicador precoce de problemas.
	Relação água/ração	
	Qualidade da água	
	Nível de cloro/desinfetantes	
Terapêutica farmacológica	Princípio ativo e dosagem	Verificar se a administração está de acordo com as instruções veterinárias.
	Período de administração	
	Intervalo de segurança	
	Número do lote a medicar	
	Motivo da administração	
Vacinação	Doenças contra as quais foram vacinados	Qualquer reação inesperada à vacina deve ser registada. Verificar se existe intervalo de segurança.
	Tipo de vacina	
	Via de administração	
	Data da vacinação	
	Número do lote a vacinar	
Programa de iluminação	Período de escuridão e claridade	Ter particular atenção à intensidade da luz e se o período de iluminação é intermitente ou não.
	Hora de acender e hora de apagar	
Inspeções ao pavilhão	Registar os horários das verificações diárias	
	Verificar o comportamento e as condições ambientais	
	Anotar quaisquer observações sobre as aves	

No fundo, durante as visitas técnicas, o médico veterinário atua como um epidemiologista e analista de dados de *campo*, cruzando os achados clínicos com os registros zootécnicos para formular diagnósticos preditivos e planos de contingência. Neste ponto, podemos incluir alguns exemplos, que espelham esta análise integrada:

- Se ao verificarmos os gráficos de consumo hídrico diário constataremos haver uma estagnação ou quebra no consumo de água, podemos esperar uma quebra no consumo de alimento e possivelmente a manifestação de sintomas clínicos respiratórios ou digestivos num intervalo de 24 a 48 horas. Perante estes desvios, o veterinário intensifica a vigilância clínica e as necrópsias para tentar identificar o agente etiológico e conseguir atuar antes da doença atingir a condição patente (clínica) (He et al., 2022).
- Se, durante a avaliação da curva de mortalidade, esta se apresentar linearmente ascendente na terceira semana de idade, o diagnóstico orienta-se para problemas locomotores ou metabólicos (MSD, 2024). Se por outro lado, o aumento exuberante da mortalidade surgir como um pico súbito, o veterinário deve investigar causas agudas, como falhas graves de ventilação (morte por asfixia) ou patologias infecciosas de alta patogenicidade, como por exemplo colibacilose e gripe aviária (VetNova, 2026).
- Com base nas pesagens semanais e na avaliação da uniformidade do bando, é possível perceber se as aves se estão a desenvolver como previsto. Bandos com peso médio abaixo do padrão, ou que sejam muito heterogêneos, merecem especial atenção a erros de manejo, como por exemplo linhas de água e ração muito altas, ou a um desafio sanitário que afetou apenas as aves mais débeis, sendo nestes casos recomendando a eliminação do refúgio e o ajuste das linhas de alimentação (Choi et al., 2026).
- Se durante as necrópsias de rotina forem detetadas lesões subclínicas de coccidiose – que muitas vezes estão associadas a uma ligeira perda de eficiência alimentar – não nos podemos limitar a prescrever fármacos. Devemos, isso sim, recomendar todos os ajustes de manejo, de modo a reduzir o impacto e a proliferação destas infeções (Gerhold, n.d.).

Nas estirpes comerciais de crescimento rápido, como as linhas Ross®, a atividade do médico veterinário caracteriza-se por um ritmo particularmente intenso, condicionado pelo curto ciclo produtivo, geralmente compreendido entre 28 e 45 dias. Cada lote exige uma monitorização contínua do ganho de peso, da eficiência alimentar e do estado sanitário, sendo prática corrente que cada bando seja acompanhado, idealmente, pelo menos duas vezes por semana pelo técnico responsável e/ou pelo médico veterinário.

Após a análise detalhada da produção de *broilers*, que constitui a base industrial da atividade avícola acompanhada durante o estágio, torna-se fundamental abordar outras duas produções e as suas particularidades: a criação de perus e de frangos de estirpes rústicas, comercialmente designados nesta empresa como *Frango d'Avó*®. Embora os princípios fundamentais da biossegurança e do bem-estar animal sejam transversais a toda a avicultura creatopoiética, estas produções apresentam características biológicas, curvas de crescimento e exigências de manejo marcadamente distintas. O acompanhamento clínico e sanitário destas espécies exige uma adaptação da atuação veterinária a ciclos de vida mais longos e perfis comportamentais específicos, que alteram os pontos críticos de controlo nos pavilhões. Assim, os parágrafos seguintes pretendem sintetizar, de forma comparativa e direta, os principais desafios e as dinâmicas de manejo que diferenciam estas produções do sistema convencional de *broilers*, focando a atenção nas particularidades observadas no terreno.

O peru apresenta uma biologia e um ritmo de crescimento que exigem uma adaptação profunda do manejo sanitário e ambiental. Os primeiros dias de vida dos perus são marcadamente mais críticos do que os dos frangos. A sua maior dificuldade inicial em localizar alimento e água, e a maior fragilidade térmica exigem uma vigilância constante da temperatura do pavilhão, recorrendo-se a cercos com aproximadamente 200 perus cada, havendo um sistema de aquecimento a gás e a necessidade de recorrer a estímulos visuais e sonoros para garantir que os animais encontrem a água e o alimento, prevenindo a mortalidade por desidratação ou subnutrição. Existem também diferenças comportamentais, patentes inclusivamente na sua interação com as pessoas e na inadaptação a alguns equipamentos de pipetas de água utilizados nos frangos. Neste ponto, os perus demonstram uma maior propensão para comportamentos gregários de esmagamento, resultado de amontoamentos por pânico e uma tendência maior para a agressividade e o canibalismo (Martrenchar et al., 2001; Roehrig & Torrey, 2019). O manejo da intensidade luminosa, a introdução de objetos de enriquecimento ambiental, a separação dos sexos e a criação de enfermarias são medidas essenciais para a manutenção do bem-estar e redução de lesões no corpo destas aves. Com um período de engorda que se estende até aos seis meses, a manutenção da qualidade da cama revela-se um grande desafio. O controlo rigoroso da ventilação e a renovação de zonas degradadas da cama são cruciais para mitigar a acumulação de amoníaco, prevenir patologias respiratórias e evitar a proliferação de insetos e outras pragas. O elevado peso corporal alcançado pelos perus na fase final do ciclo – que chegam a ultrapassar os 20 kg de peso vivo – aliado ao tempo de permanência sobre a cama, aumentam exponencialmente o risco de pododermatites e os problemas articulares. Assim, a monitorização veterinária foca-se essencialmente na avaliação da marcha e na integridade das almofadas plantares, mas também na observação das fezes, indicadoras da saúde intestinal. Uma outra particularidade destes sistemas de produção é que muitas vezes se fazem recrias de perus, permanecendo o lote numa primeira fase num

aviário adaptado às necessidades das primeiras semanas, sendo posteriormente transferidos para aviários de acabamento ("Aviagen Turkeys," 2020).

A produção do *Frango d'Avó*® representa um modelo de criação de particular interesse clínico e zootécnico. Por se tratar de aves de estirpes de crescimento lento, apresentam um metabolismo menos acelerado e um ciclo de produção mais prolongado do que o dos *broilers* convencionais. Estas características associam-se a uma menor incidência de patologias metabólicas agudas, frequentes nos *broilers* de elevado desempenho, permitindo uma gestão sanitária mais orientada para a prevenção e monitorização contínua. À semelhança da produção de perus, o maior período de permanência no pavilhão exige um maneio preventivo particularmente rigoroso, de forma a minimizar o aparecimento de desvios sanitários.

Na maioria dos aviários visitados, estas aves eram mantidas em regime de alojamento fechado, pelo que não se verificava o risco parasitário associado ao contacto com o exterior, característico das explorações certificadas de *frango do campo*. Contudo, o maior tempo de permanência no alojamento aumenta o risco de infeções respiratórias secundárias e de lesões cutâneas, sobretudo quando ocorre degradação das condições ambientais do pavilhão.

Estas estirpes rústicas são significativamente mais ativas, ágeis e reativas aos estímulos ambientais do que os *broilers*, o que obriga a um maior cuidado durante as visitas aos pavilhões, de modo a evitar episódios de amontoamento por susto e a consequente mortalidade por asfixia. A maior atividade locomotora e o crescimento mais lento favorecem o desenvolvimento do sistema músculo-esquelético e a robustez geral das aves, refletindo-se numa menor incidência de problemas locomotores e, em determinadas condições de produção, permitindo frequentemente a criação de lotes sem necessidade de administração de antimicrobianos (Rayner et al., 2020).

Importa ressaltar que a produção do denominado *Frango d'Avó*® se diferenciou do sistema do *broiler* convencional essencialmente pela utilização de estirpes de crescimento lento, apresentando um ciclo de vida mais alargado. Contudo, por não se tratar de uma produção com certificação oficial, os animais observados mantinham-se confinados no pavilhão, *i.e.*, sem acesso ao exterior. Desta forma, a intervenção veterinária focou-se na gestão minuciosa do maneio ambiental e da qualidade da cama ao longo do período de acabamento que, por ser mais extenso, exige um controlo rigoroso para evitar problemas podais e respiratórios.

No que concerne à produção de perus, o papel do médico veterinário divergiu significativamente devido à elevada sensibilidade inicial da espécie, ao seu longo ciclo produtivo e às particularidades comportamentais. Um outro fator desafiante destes dois tipos de criação é o facto de na sua maioria as instalações não apresentarem equipamentos e estruturas tão modernas, como os presentes na maioria dos aviários de *broilers*, tornando mais difícil a monitorização e o controlo de

diversos parâmetros essenciais. Em suma, o acompanhamento destas diferentes tipologias de produção permitiu compreender que, embora os pilares da biossegurança e da sanidade sejam transversais a toda a avicultura, a atuação veterinária deve ser permanentemente adaptada às circunstâncias. O sucesso produtivo depende diretamente do reconhecimento das especificidades biológicas de cada espécie e das exigências de manejo impostas por cada ciclo de crescimento, seja ele industrial ou de crescimento lento.

Após a conclusão do estágio, tornou-se evidente que a eficácia da atuação do médico veterinário reside na complementaridade entre a prática de *campo* e a investigação científica. A vivência no terreno dota o profissional da capacidade de perceber precocemente a dinâmica das ocorrências clínicas. No entanto, é o ambiente laboratorial que confere o rigor e a validação necessários a estas observações. Por outro lado, o próprio processo de diagnóstico laboratorial beneficia significativamente da observação prática real, dado que muitas conclusões laboratoriais só ganham clareza e aplicabilidade após a confirmação e contextualização direta no *campo*. Esta interatividade bidirecional assegura, assim, uma resposta mais célere e eficaz perante os desafios sanitários, no entanto face às limitações logísticas do dia-a-dia do médico veterinário na avicultura muitas vezes esta interação é muito difícil.

2. O binómio *microbioma-desempenho produtivo*

2.1. Introdução

A expansão demográfica, os processos de urbanização e o desenvolvimento socioeconómico global têm impulsionado um aumento contínuo do consumo de produtos avícolas. Em 2024, as aves representaram cerca de 39% do consumo mundial de carne, superando a carne bovina e aproximando-se da carne suína. O frango, em particular, consolidou-se como uma das principais fontes de proteína animal, sobretudo em países de baixo e médio rendimento, devido ao seu preço acessível, elevada eficiência produtiva e reduzido tempo de produção (Poultry Market Size, 2025).

Em Portugal, a produção de carne de aves tem acompanhado a tendência de crescimento observada a nível mundial. O aumento da procura resulta de vários fatores, incluindo alterações nos hábitos alimentares da população, que privilegiam o consumo de carnes brancas em detrimento das carnes vermelhas, bem como do impacto que algumas crises sanitárias nos setores bovino e suíno, tiveram na confiança dos consumidores e na dinâmica do mercado (GPP, 2020).

A avicultura portuguesa é um setor fortemente integrado, dominado por grupos empresariais que, regra geral, reúnem empresas de alimentos compostos para animais, centros de incubação, unidades de abate, transformação e comercialização de produtos avícolas, promovendo uma maior

eficiência e competitividade ao longo da cadeia de produção. A atividade concentra-se maioritariamente na região Centro, onde se localiza mais de 75 % da produção nacional. Os frangos representam cerca de 90 % da produção nacional de carne de aves, assumindo uma expressão muito superior à do peru e de outras espécies avícolas (GPP, 2020).

Apesar do aumento do efetivo avícola nacional, o número de granjas tem vindo a diminuir, tanto na produção de carne como na produção de ovos. Esta evolução reflete um processo de concentração e modernização do setor, caracterizado pelo aumento da dimensão média das explorações e pela substituição gradual das unidades de menor dimensão por explorações tecnologicamente mais avançadas e competitivas (GPP, 2020).

Paralelamente, os avanços tecnológicos na incubação, na nutrição e na prevenção de doenças contribuíram para melhorias significativas do desempenho produtivo. Nos centros de incubação modernos, a taxa de eclosão ultrapassava os 92 % em 2020, comparativamente aos 88 % registados em 2018. A seleção genética, associada à otimização dos programas nutricionais e de manejo, permitiu aumentar a uniformidade dos lotes e reduzir a idade de abate para cerca de 38 a 42 dias. Consequentemente, os índices de conversão alimentar melhoraram de forma substancial, sendo atualmente possível que estirpes modernas de *broilers* atinjam índices próximos de 1,6 kg de ração por quilograma de ganho de peso vivo, em condições de produção otimizadas. (Poultry Market Size, 2025).

Paralelamente aos avanços na genética, na nutrição e no manejo, tornou-se evidente que o potencial produtivo das aves depende não apenas destes fatores, mas também da manutenção de uma adequada saúde intestinal. Atualmente, o trato gastrointestinal é reconhecido como um órgão central na produtividade avícola, desempenhando um papel determinante na digestão, na absorção de nutrientes, na modulação da resposta imunitária e na resistência à colonização por agentes patogénicos (Yegani & Korver, 2008). Neste contexto, o estudo das comunidades microbianas que colonizam o intestino ganhou particular relevância, conduzindo ao crescente interesse pelos conceitos de microbiota e microbioma, sendo frequente o uso incorreto destes nomes. A microbiota refere-se aos microrganismos que vivem num ambiente (*e.g.* intestino) e inclui os vírus, as bactérias, os fungos e os protozoários. No entanto, muitas vezes, diversos autores ao discutir a microbiota, estão a referir-se à população bacteriana. O microbioma, por sua vez, inclui a microbiota e também os genes, genomas e produtos génicos (metabolitos e proteínas presentes no hospedeiro e na microbiota) encontrados num ambiente específico (Roto et al., 2015).

Embora ainda em desenvolvimento, na última década, a pesquisa sobre a microbiota mudou fundamentalmente a visão sobre os fatores que condicionam a saúde e o desempenho das aves nas características relacionadas com a sua produtividade (Dehau et al., 2022). Apesar da microbiota das

aves incluir uma rica comunidade de microrganismos, incluindo bactérias, vírus, fungos e protistas, apenas a microbiota bacteriana é atualmente estudada extensivamente. A maioria das bactérias presentes no trato gastrointestinal são comensais neutros para os seus hospedeiros. No entanto, também estão presentes em equilíbrio simbiótico alguns mutualistas com ação positiva, bem como bactérias patogênicas prejudiciais e oportunistas (Houtz et al., 2023).

O desempenho e a saúde intestinal dos frangos dependem fortemente da complexa comunidade microbiana intestinal, que desempenha um papel crucial na assimilação de nutrientes, na biossíntese de vitaminas e aminoácidos e na prevenção da colonização por agentes patogênicos (McKenna et al., 2020). As bactérias são responsáveis pela hidrólise de hidratos de carbono e polissacarídeos não digeríveis, permitindo a posterior fermentação por outros membros da microbiota intestinal, que produzem ácidos gordos de cadeia curta (AGCC), possibilitando, por sua vez, a sua utilização pelo hospedeiro (Borda-Molina et al., 2018). Por outro lado, certos parâmetros, como a densidade vital (aves por unidade de superfície), a percentagem de proteína e conteúdo energético presentes no alimento, são fatores determinantes que, se alterados, podem influenciar diretamente a estrutura da comunidade microbiana dos frangos, impactando também o seu desempenho. Assim, esta relação entre o microbismo e o desempenho dos frangos tem sido estudada, com o propósito de manipular a microbiota, melhorando por sua vez a saúde das aves e a sua eficácia produtiva (Connerton et al., 2018).

2.2. Colonização inicial e evolução ao longo do ciclo produtivo

Com a idade, a evolução da microbiota intestinal de frangos segue um padrão consistente de sucessão ecológica, com uma colonização muito precoce por comunidades instáveis, que resulta num aumento rápido de diversidade e na diferenciação por segmento intestinal, seguida por uma fase de maior estabilidade nas semanas seguintes (Cheng et al., 2025).

Ao contrário dos mamíferos, os embriões das aves não possuem conexão anatômica direta com o corpo materno (Burggren et al., 2025). No entanto, durante a formação do ovo, através do oviduto, alguns microrganismos aí presentes passam para o albúmen e para o conteúdo vitelino. Esta descoberta indica que os microrganismos fornecidos pelo saco vitelino podem ser um dos fatores críticos que promovem o desenvolvimento inicial da microbiota do pinto (Jin et al., 2022). A análise de Lee et al. (2019), identificou 21 géneros bacterianos que frequentemente conseguem passar do trato reprodutivo da galinha (oviduto e cloaca) para a casca e clara do ovo e, por último, para o intestino do embrião. Os géneros essencialmente partilhados nesta fase incluem *Pseudomonas*, *Lactobacillus*, *Bacteroides* e *Flavobacterium*. No entanto, esta transferência é parcial, o que pode ser justificado pela desinfecção da casca de ovos nos centros de incubação, dificuldade em atravessar a barreira entre a

superfície da casca e as membranas testáceas do ovo ou pela ação das substâncias antibacterianas presentes no albúmen.

Nos primeiros três dias pós eclosão, predominam bactérias facultativas que colonizam rapidamente o intestino. Os filos dominantes são *Proteobacteria* e *Firmicutes*. Dentro das *Proteobacteria*, a família com maior expressão é a *Enterobacteriaceae*, tendo como principais gêneros *Escherichia* e *Citrobacter*, o qual representa cerca de 34% das *Proteobacteria*, sendo considerado biomarcador dos frangos aos 3 dias. Já no caso dos *Firmicutes* predomina a família *Clostridiaceae*, com maior expressão do gênero *Clostridium*. Curiosamente, num estudo realizado por Ocejó et al. (2019) cerca de 70% das sequências deste gênero correspondiam a *Clostridium perfringens*, indicando que esta espécie é muito abundante nos primeiros dias de vida. Para além desta família também se observa uma elevada abundância de *Enterococcus* e *Streptococcus* nesta idade. Estes gêneros bacterianos consomem rapidamente o oxigênio residual presente no intestino, promovendo o estabelecimento de um ambiente anaeróbio que favorece posteriormente a colonização por bactérias anaeróbias estritas (Wise & Siragusa, 2006).

Durante a primeira semana de vida ocorre uma rápida expansão da diversidade bacteriana, principalmente no ceco. Simultaneamente, observa-se uma diminuição gradual da abundância relativa das *Proteobacteria* e um aumento progressivo dos *Firmicutes*, refletindo a maturação do ecossistema intestinal. No intestino delgado, especialmente no jejuno e no íleo, torna-se rapidamente dominante o gênero *Lactobacillus*, sendo esta predominância favorecida pela elevada disponibilidade de hidratos de carbono fermentáveis presentes na dieta inicial, bem como pela elevada tolerância deste gênero às concentrações relativamente superiores de oxigênio e aos sais biliares encontrados nestes segmentos intestinais. Além disso, a produção de ácido láctico pelos *Lactobacillus* contribui para a redução do pH luminal, limitando deste modo a proliferação de diversos microrganismos potencialmente patogênicos e favorecendo a homeostase intestinal (Ballou et al., 2016; Pan & Yu, 2014)

Entre a segunda e a quarta semana de idade ocorre uma das fases mais importantes da sucessão ecológica da microbiota. O ceco torna-se progressivamente mais complexo e diversificado, verificando-se um aumento significativo de bactérias anaeróbias pertencentes principalmente às famílias *Ruminococcaceae* e *Lachnospiraceae*. Esta transição coincide com a maturação fisiológica do trato gastrointestinal, o aumento da capacidade fermentativa do ceco e a maior disponibilidade de polissacarídeos complexos e outros substratos não digeridos que atingem o intestino grosso. Consequentemente, aumenta a produção de ácidos gordos de cadeia curta, nomeadamente acetato, propionato e butirato, metabolitos que constituem uma importante fonte energética para os enterócitos, o que promove a integridade da barreira intestinal, modula a resposta imunitária e

contribui para a exclusão competitiva de agentes patogénicos (Glendinning et al., 2020; Polansky et al., 2016).

Embora diversos estudos sugiram que a microbiota cecal começa a adquirir maior estabilidade entre as duas e as três semanas de idade, a sua composição continua a sofrer alterações graduais até ao final do ciclo produtivo (Novoa Rama et al., 2023). Esta estabilização resulta do estabelecimento de uma comunidade microbiana mais resiliente, caracterizada por interações metabólicas complexas entre diferentes grupos bacterianos e por uma utilização mais eficiente dos nutrientes disponíveis (Yin et al., 2023). Para melhor sintetizar esta evolução a Figura 2 fornece um resumo da sucessão da microbiota intestinal ao longo do ciclo produtivo dos frangos.

Apesar desta tendência geral de maturação, a composição final da microbiota continua a ser influenciada por diversos fatores extrínsecos, incluindo a formulação da dieta, alterações alimentares entre fases de crescimento, densidade animal, condições ambientais, utilização de aditivos alimentares, exposição a agentes patogénicos e práticas de manejo. Consequentemente, embora exista um padrão relativamente consistente de sucessão microbiana ao longo da idade, a abundância relativa de determinados táxons pode variar consideravelmente entre estudos e entre diferentes explorações avícolas (Takeshita et al., 2021).

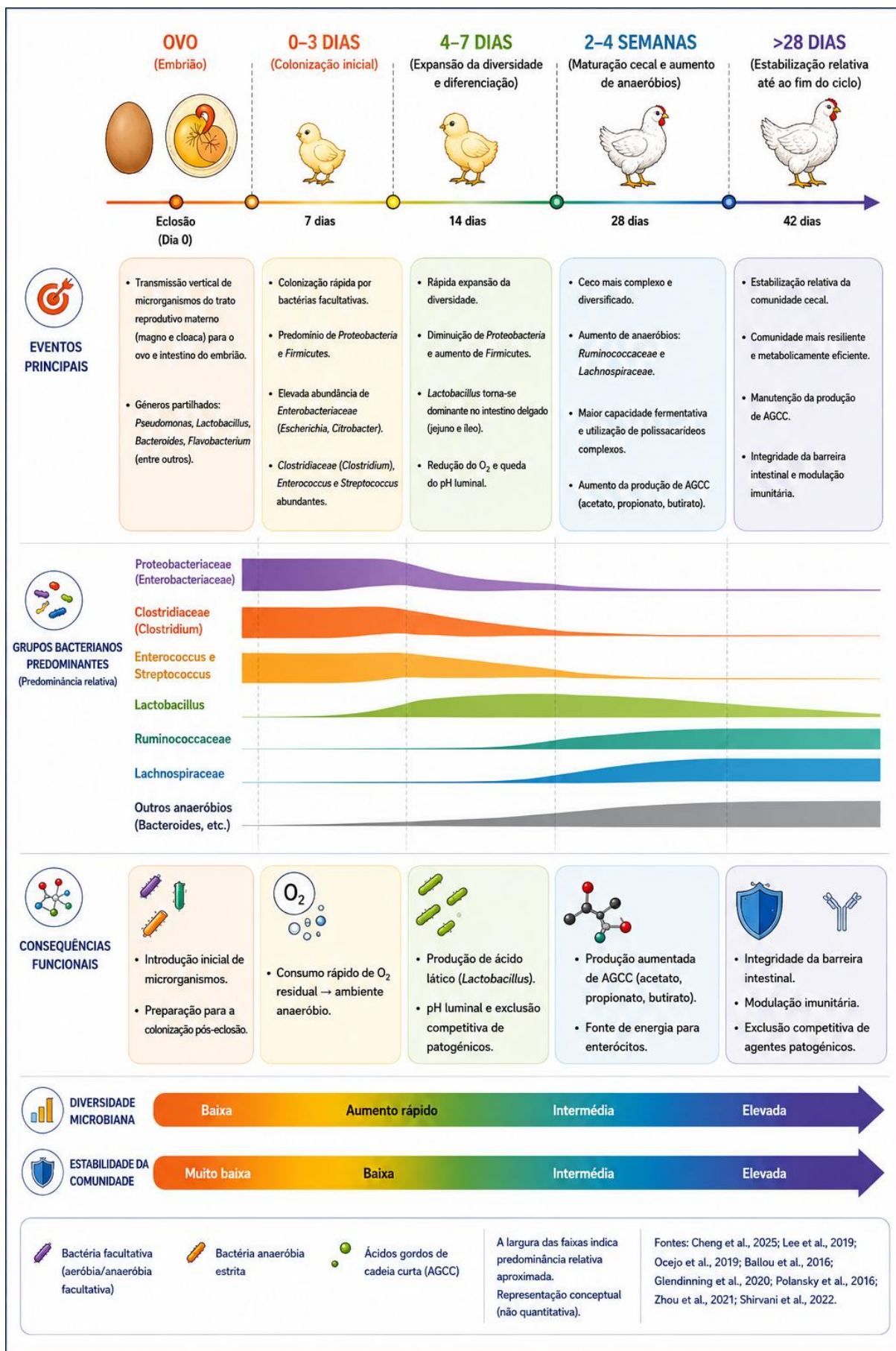


Figura 2. Sucessão da microbiota intestinal em frangos ao longo da idade. Imagem criada com auxílio de inteligência artificial

2.3. Relação entre o microbioma ambiental e a microbiota intestinal

Como já referido no capítulo anterior o desenvolvimento do microbioma intestinal dos frangos, não é apenas determinado pela idade. De facto, as primeiras exposições microbianas ajudam a definir a colonização inicial, enquanto o ambiente de criação continua a remodelá-la ao longo do ciclo produtivo (Rothrock & Locatelli, 2019).

Segundo Rothrock et al. (2024), o centro de incubação é um ponto crítico porque fatores ligados ao ovo, ao pinto e às operações do próprio centro influenciam a microbiota aviária, desde o embrião até à produção e processamento. Na incubação, a microbiota dos ovos tende a aproximar-se da microbiota das superfícies, o que indica uma transferência ambiental para o pinto.

O manejo das primeiras horas de vida também altera a colonização inicial, sendo que o atraso no acesso ao alimento tende a prejudicar a inoculação de microbiota considerada favorável e também a maturação gastrointestinal e imunitária (Shehata et al., 2021).

No entanto, o pavilhão de criação é o fator ambiental que mais fortemente modela a microbiota, na medida em que a cama, o ar, a humidade, o amoníaco, a temperatura e a proximidade entre aves determinam quais microrganismos com maior possibilidade de persistir e ser transmitidos (Zwirzitz et al., 2023). Num estudo de alojamento experimental, realizado por Kers et al. (2019), as condições de alojamento explicaram 28% da variação da microbiota cecal, uma percentagem superior à atribuída à intervenção nutricional, que explicou 10%. A cama é o componente que melhor demonstra essa relação, sendo a cama fresca a que contém mais bactérias ambientais, enquanto a cama reutilizada contém mais bactérias de origem intestinal, e essa diferença tem efeito recíproco sobre a microbiota dos frangos, com efeitos detetáveis no íleo e no ceco (Wang et al., 2016)

A influência ambiental não vem só do local físico, mas também do momento da exposição; pequenas diferenças nas primeiras inoculações podem desviar toda a evolução da microbiota e produzir comunidades diferentes mais tarde (Ramírez et al., 2020). Isso ajuda a explicar por que diferenças na microbiota de pintos com origens em centros de incubação diferentes podem persistir até pelo menos 48 dias e por que não devemos misturar lotes de origens diferentes (Chasteen et al., 2021).

A literatura aponta de forma consistente para a introdução e permanência de agentes patogénicos quando há falhas em limpeza, desinfecção, controlo de vetores e movimentos de pessoas, equipamentos e veículos (Soliman & Abdallah, 2020; Zhai et al., 2020a). No entanto, estes impactos não são lineares para todos os microrganismos, estando muito bem demonstrados para *Salmonella*, *Campylobacter* e alguns vírus entéricos, mas, para casos de colibacilose, a evidência desta via de contaminação ainda é limitada e heterogênea (Grafl et al., 2025a; Tilli et al., 2024).

Uma das principais portas de entrada destes agentes resulta de falhas no centro de incubação, uma vez que é daqui que saem os pintos e vários equipamentos, nomeadamente carrinhos e tabuleiros de transporte dos pintos, bem como o condutor do camião, que entram diretamente na zona de criação. Por exemplo, *Salmonella* pode ser introduzida por ovos contaminados e outras falhas na biossegurança durante a incubação, sendo muito difícil de eliminar posteriormente (Oastler et al., 2022).

Ao nível do pavilhão existem vários focos potenciais de contaminação, a água, as linhas de abeberamento e as superfícies internas podem manter reservatórios após um protocolo de limpeza deficitário (Heinemann et al., 2020). Num estudo, pintos negativos para *Enterobacteriaceae* no centro de incubação adquiriram bactérias portadoras do gene *bla*NDM nas 24 horas após a sua transferência para a exploração, indicando possivelmente uma contaminação ambiental rápida (Zhai et al., 2020b).

Para além disto, os vetores e movimentos externos não devem ser esquecidos. Em algumas revisões e estudos de *campo* foram identificados veículos, pessoas, visitantes, roedores, aves selvagens, animais de companhia, água e alimento como rotas prováveis de entrada de diversos agentes para os pavilhões (Becker et al., 2021; H.-R. Jung et al., 2023). No caso do género *Campylobacter*, há evidência que medidas combinadas de higiene, controlo de insetos e visitantes, redução da densidade e condições de transporte reduzem claramente a sua contaminação (Horvat et al., 2022; Nagel-Alne et al., 2024). Os padrões verificados na deteção de vírus entéricos sugerem a sua introdução horizontal e uma menor prevalência dos mesmos quando as medidas de biossegurança são melhoradas (Grafl et al., 2025). *Salmonella enterica* também segue o mesmo padrão, pois muitos centros de incubação veem melhorias com o reforço da biossegurança e da desinfeção, embora a contaminação seja difícil de eliminar completamente (Oastler et al., 2022). Em explorações com histórico de *Salmonella* Infantis, a limpeza e desinfeção habituais não removeram totalmente o agente, persistindo a contaminação do pavimento, do equipamento de limpeza e do ambiente externo (De Witte et al., 2026). Tais dados reforçam a importância da implementação de estratégias e protocolos de biossegurança, para impedir a entrada e a persistência destes agentes tão prejudiciais para a criação.

3. *Enterococcus cecorum* na avicultura

3.1. Características microbiológicas e diagnóstico laboratorial

Enterococcus cecorum é uma espécie bacteriana Gram-positiva, facultativamente anaeróbio, catalase-negativo, oxidase-negativo, que forma cocos em pares ou cadeias curtas (Facklam et al., 2014). Fenotipicamente, pode ser confundido porque não segue todo o padrão clássico do género

Enterococcus, nomeadamente, por ser parcialmente inibido em *Bile Esculin Azide Agar* e porque pode não crescer bem em meios seletivos para a generalidade dos *Enterococcus*. Adicionalmente, o crescimento em 6,5% de NaCl e a 10°C é variável ou ausente em alguns dos seus isolados (Jung & Rautenschlein, 2014).

O diagnóstico laboratorial começa com a colheita de amostras realizadas no local apropriado: a maioria dos estudos cultivaram este agente a partir de amostras de lesões típicas, líquido articular, medula óssea, fígado, pericárdio, coluna vertebral, cabeça do fémur e cecos (Watson et al., 2024). Em humanos, foi recuperado de hemocultura, fluído peritoneal e tecido valvular (Hsu et al., 2022).

Na rotina de cultura, estão identificados alguns meios que possibilitam uma elevada frequência de recuperação: *Columbia Agar* com 5% de sangue ovino, meios com esculina/*Enterococcosel* e, em alguns casos, *Mueller-Hinton* com sangue de cavalo (Warnke et al., 2015). O crescimento pode ser lento e discreto, sendo que, num caso relatado num humano, só houve crescimento esparsos de pequenas colónias após três dias em *Blood Agar*, e não houve crescimento inicial para leitura de antibiogramas por difusão em disco até subcultivo em *Mueller-Hinton* com sangue de cavalo (Szymanski et al., 2024). Em *Blood Agar*, *E. cecorum* costuma produzir colónias de uma tonalidade cinza a branco-acinzentadas, pequenas, discretamente mucoides e com α -hemólise ligeira (Suyemoto et al., 2025).

A identificação fenotípica inclui a apreciação da morfologia, hemólise, coloração Gram e provas da catalase, oxidase, hidrólise da esculina, motilidade e tolerância ao sal, podendo ser realizados testes bioquímicos adicionais. A Tabela 2 resume estes parâmetros de identificação (Dolka et al., 2016).

No entanto, a evidência científica converge para a convicção que métodos de avaliação fenotípica isolados podem ser insuficientes para a identificação correta da espécie, emergindo o MALDI-TOF MS (*Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization Time-Of-Flight Mass Spectrometry*) como a principal ferramenta de identificação de *E. cecorum* em vários contextos, nomeadamente no ambiente, em surtos aviários, para realizar hemoculturas humanas e analisar amostras veterinárias diversas (Christ et al., 2017; Dunnam et al., 2023; Kim et al., 2023).

De qualquer modo, quando há a necessidade de realizar uma identificação precisa é necessário recorrer a métodos moleculares. A técnica de qPCR específica para *E. cecorum* melhorou a deteção em relação à cultura clássica. Um ensaio qPCR baseado no 16S rRNA detetou 50 estirpes isoladas em 12 espécies hospedeiras, não tendo reagido com 26 outras espécies bacterianas e tendo alcançado um limite de deteção de *E. cecorum* de 6,25 CFU/mL. Esse qPCR foi mais sensível que a cultura em amostras intestinais e de órgãos. Adicionalmente, a monitoração da colonização em frangos também demonstrou uma boa correlação entre o ceco e a zaragatoa cloacal (A. Jung, Petersen, et al., 2017). Em surtos

experimentais, a técnica qPCR detetou *E. cecorum* na IV vértebra torácica (livre) e na cabeça do fémur mesmo sem lesões macroscópicas, sugerindo a sua utilidade para deteção precoce ou subclínica (Schreier et al., 2021). Na vigilância ambiental, a mesma técnica identificou o DNA desta espécie bacteriana em 29,7% das amostras de uma coorte prospetiva, embora o cultivo tenha recuperado o microrganismo em poucas amostras, reforçando assim que a presença de DNA e um isolamento de células viáveis por métodos mais clássicos nem sempre coincidem (Watson et al., 2024).

Tabela 2. Principais características microbiológicas e abordagens laboratoriais para *Enterococcus cecorum*.

Parâmetro	Achados principais
Morfologia microscópica	Cocos Gram-positivos
	Em pares ou cadeias curtas
	Catalase negativos
Morfologia macroscópica	Colónias pequenas
	cinza-esbranquiçadas
	α -hemólise leve
Perfil bioquímico	Fermentam a glucose com produção de ácido e sem produção de gás
	São tipicamente capazes de hidrolisar a esculina e produzir pirrolidonil arilamidase (PYR)
	Geralmente são negativos para a produção de arginina dihidrolase (ADH).
	Toleram condições ambientais moderadas, crescendo em temperaturas entre 10 °C e 45 °C, e em concentrações de cloreto de sódio (NaCl) a 6.5%
Identificação de espécie	MALDI-TOF tende a ser mais confiável que testes bioquímicos
	qPCR supera cultura

Uma das preocupações de estudos mais recentes foi tentar distinguir estirpes patogénicas das comensais. Suyemoto et al. (2025) desenvolveu um protocolo com recurso a uma técnica de multiplex PCR baseada no gene *sodA* (específico da espécie) e no gene capsular *cpsO*. Paralelamente, também recorreu a um protocolo de enriquecimento seletivo em caldo Todd-Hewitt com levedura e quatro antibióticos, que aumentou a sensibilidade do isolamento em amostras provenientes de centros de incubação.

Para a caracterização comparativa destas estirpes, também foram exploradas técnicas de eletroforese em campo pulsante (PFGE), espectros de MALDI-TOF e caracterização do perfil de genes de virulência. No entanto, os dados concluíram que não há um marcador fenotípico único e robusto que separe claramente todos os isolados patogénicos dos comensais (Jung, Metzner, et al., 2017).

3.2. Epidemiologia, patogenia e impacto clínico-produtivo

Inicialmente, *Enterococcus cecorum* era identificado como *Streptococcus cecorum* e era considerado uma bactéria benigna da microbiota intestinal normal dos frangos (Devriese et al., 1983). Só em 2002, foram observados os primeiros surtos de estirpes patogénicas na Holanda e na Escócia (Devriese et al., 2002; Wood et al., 2002). Nas últimas duas décadas seguintes, foram documentados vários surtos em diferentes partes do mundo, tornando assim, *E. cecorum* um dos agentes patogénicos mais importantes na produção de frangos (Tessin et al., 2024a).

As estirpes patogénicas colonizam o intestino dos frangos após uma infeção oral ocorrida por norma na primeira semana de vida. Na segunda ou terceira semana, a bactéria consegue alcançar a corrente sanguínea. As aves afetadas sofrem de septicemia, sendo possível detetar a bactéria em vários órgãos extraintestinais, incluindo o coração, o fígado e o baço (Borst et al., 2017). Durante estas três primeiras semanas de infeção, as aves não costumam apresentar sinais clínicos típicos; no entanto, pode-se observar um ligeiro aumento na mortalidade, sendo a pericardite e a hepatite observações marcantes (Robbins et al., 2012). Posteriormente, *E. cecorum* atinge, através da corrente sanguínea, locais de predileção óssea, na vértebra torácica livre e nas cabeças femorais, onde forma colónias que provocam lesões de osteocondrite dissecante. A colonização vertebral pode formar uma massa inflamatória na IV vértebra torácica, que comprime a medula espinhal toracolombar, resultando em aves paralisadas, que repousam sobre os jarretes com ambas as patas estendidas cranialmente (Makrai et al., 2011).

A infeção por *E. cecorum* acarreta grandes perdas económicas e impacta negativamente no bem-estar das aves, tendo sido documentadas taxas de mortalidade até 15% e de morbilidade até 35% (Schreier et al., 2021). Apesar de todo este impacto, ainda não estão esclarecidos todos os fatores de virulência que permitem que esta espécie bacteriana invada (a partir do intestino) outros tecidos, nem como a composição da microbiota cecal e a função da barreira intestinal podem afetar este processo de translocação e vice-versa (Borst, McLamb, et al., 2019). No entanto, a ciência já faz referência a alguns fatores que conferem patogenicidade ao *E. cecorum*. Robbins et al. (2012) demonstrou que enquanto isolados comensais apresentam diversidade genética, os genótipos de estirpes patogénicas são altamente semelhantes entre si e geneticamente distintos dos comensais. Em estirpes patogénicas, foi identificada a presença de polissacarídeo capsular, semelhante ao recentemente descrito em *E. faecium*. Acredita-se que este polissacarídeo capsular seja responsável pela resistência à fagocitose mediada por neutrófilos. Um *locus* semelhante ao *locus* do antígeno polissacarídeo enterocócico de *E. faecalis* foi identificado em estirpes de *E. cecorum* patogénicas. Pensa-se que este esteja especificamente envolvido na formação de biofilme, invasão das células e resistência à morte por fagócitos. Também foram encontradas na superfície celular várias proteínas putativas homólogas

a proteínas de ligação ao colagénio de outros enterococos e clostrídios. Esta descoberta pode explicar parcialmente a localização característica das lesões em *E. cecorum* patogénico, devido à ligação ao colagénio no osso ou na cartilagem da coluna vertebral (Borst et al., 2015).

3.3. Estratégias de prevenção e controlo

As estratégias de prevenção e controlo de *E. cecorum* na avicultura centram-se na higiene e vigilância precoce, no manejo dos fatores predisponentes e, quando necessário, na administração precoce de antimicrobianos. As vacinas ainda não mostraram proteção robusta, enquanto o uso de probióticos e de novas ferramentas de diagnóstico têm apresentado resultados promissores, mas ainda insuficientes (Borst, Suyemoto, et al., 2019; Jones et al., 2026).

A melhor forma de o combater é, sem dúvida, a prevenção, pois, uma vez presente, tem muita facilidade de persistir no ambiente. Num estudo, *E. cecorum* foi detetado em 88% das amostras dos papéis com ração antes da colocação dos pintos e sobreviveu, pelo menos, 21 dias no betão das estruturas. O sistema de água merece atenção especial, porque a bactéria foi repetidamente detetada em estudos ambientais nas tubagens e pipetas de abeberamento, mesmo após a desinfecção (Watson et al., 2024). Por norma, os locais onde *E. cecorum* é encontrado são difíceis de limpar ou raramente são devidamente higienizados e desinfetados. Estes incluem exaustores de ar, ferramentas, bebedouros, comedouros, equipamentos de aquecimento, portas e ventiladores. As condições do pavilhão também são relevantes, uma vez que orifícios de drenagem e rachaduras no piso foram identificados como locais críticos (Tessin et al., 2024b). Para além disto, o controlo do ambiente e a gestão do *stress* também são importantes, dado que o *stress* térmico aumentou a probabilidade de colonização precoce, bem como a frequência de deteção extraintestinal e a manifestação de sinais clínicos (Schreier et al., 2022).

A vigilância contínua em cada ciclo é fundamental, não só porque a doença tende a reaparecer em lotes sucessivos e a incidência tem aumentado em vários países (De Herdt et al., 2009), mas também para que consigamos detetá-la o mais cedo possível.

Como estratégia farmacológica, o uso de lincomicina-espectinomicina na primeira semana conseguiu prevenir a doença associada a *E. cecorum* num modelo experimental. Porém, o seu uso alterou a microbiota, reduzindo os *Lactobacillus* e favorecendo a expressão de *Enterococcus* resistentes e de outras bactérias, como *Escherichia* e *Shigella*. No entanto, a janela útil parece ser muito precoce, já que, depois da manifestação dos sinais clínicos, os antimicrobianos tendem a ser ineficazes (Hankel et al., 2021; Schreier et al., 2022). Num estudo realizado no Reino Unido, os isolados apresentaram sinais fenotípicos de resistência a 26 antibióticos testados (O'Dea et al., 2025). Em vários isolados patogénicos foram encontrados genes de resistência à vancomicina, tetraciclina, lincomicina,

espectinomicina e tilosina, tendo sido também detetadas algumas mutações de resistência à enrofloxacina e ampicilina/ceftiofur (Huang et al., 2024). Apesar disto, muitos autores afirmam que o *E. cecorum* é bastante sensível às penicilinas, em particular à amoxiciclina (Wódz et al., 2024). O ideal face ao aumento de resistências aos antimicrobianos por parte desta bactéria será recorrer sempre a antibiogramas para orientar a terapêutica.

Ao nível de estratégias de imunização, a vacinação de reprodutoras com bacterina morta polivalente não protegeu a descendência contra espondilite enterocócica, já que o agente patogénico parece escapar à opsonização e posterior fagocitose mediada por anticorpos (Borst, Suyemoto, et al., 2019). Por sua vez, a imunização passiva com soro hiperimune demonstrou reduzir a colonização extraintestinal e as lesões. Apesar destes resultados promissores, esta abordagem não é prática para uso rotineiro em frangos de criação intensiva (Rosenbaum et al., 2025).

Jones et al. (2026), demonstrou que o uso de probióticos desde o primeiro dia reduziu a colonização no baço e na vértebra torácica livre aos 42 dias, apesar de serem necessários ensaios de campo maiores que corroborem com estes resultados e tenham um impacto clínico significativo.

4. Conclusões e considerações finais

A avicultura moderna caracteriza-se por sistemas de produção altamente intensivos, nos quais a eficiência produtiva resulta da interação entre fatores genéticos, nutricionais, ambientais, sanitários e de manejo. A otimização do desempenho produtivo assenta sobretudo na melhoria da eficiência alimentar e na manutenção da saúde das aves, uma vez que a alimentação e o controlo sanitário representam uma parte substancial dos custos de produção. Neste contexto, o microbioma intestinal assume um papel determinante na manutenção da homeostase intestinal, influenciando diretamente a digestão, o metabolismo, o desenvolvimento do sistema imunitário e os mecanismos de resistência à colonização por agentes patogénicos.

Compreender a evolução da microbiota intestinal ao longo do ciclo produtivo constitui uma ferramenta de elevado valor para o médico veterinário, permitindo identificar precocemente desvios da normalidade e fundamentar estratégias de prevenção e intervenção mais eficazes. A sucessão ecológica da microbiota intestinal corresponde a um processo dinâmico e multifatorial, influenciado pela idade das aves, pela alimentação, pelo ambiente, pelo manejo e pela microbiota presente no sistema de produção. Assim, a estabilidade destas comunidades microbianas constitui um fator determinante para a saúde intestinal e para a otimização do desempenho produtivo, reforçando a preservação do equilíbrio do microbioma como um dos principais objetivos da avicultura moderna.

Entre os agentes bacterianos associados à disbiose intestinal, destaca-se *E. cecorum*, cuja relevância clínica e económica tem aumentado de forma significativa nas últimas décadas. Embora integre a microbiota intestinal normal das aves, determinadas estirpes possuem capacidade para ultrapassar a barreira intestinal e provocar infeções sistémicas, sobretudo na presença de fatores predisponentes relacionados com alterações da integridade intestinal, do manejo ou das condições ambientais. Apesar dos avanços científicos alcançados, persistem importantes lacunas no conhecimento relativamente à sua epidemiologia, aos mecanismos de virulência e aos fatores que determinam a transição entre o comportamento comensal e o comportamento patogénico.

Face ao impacto sanitário e económico associado a este agente, torna-se essencial compreender as estratégias mais eficazes para a sua prevenção e controlo. A evidência científica atualmente disponível demonstra que uma abordagem preventiva integrada constitui a medida mais eficaz para reduzir a ocorrência da infeção por *E. cecorum*. Esta abordagem assenta na implementação rigorosa de medidas de biossegurança, na otimização do manejo, na manutenção da saúde intestinal, na monitorização precoce dos bandos e na utilização prudente e criteriosa de antimicrobianos. Em conjunto, estas medidas contribuem não só para reduzir a incidência da doença, mas também para limitar a emergência e disseminação de resistências aos antimicrobianos.

Paralelamente, o desenvolvimento das tecnologias de caracterização do microbioma tem permitido aprofundar o conhecimento das complexas interações entre os microrganismos, o hospedeiro e o ambiente. A integração destes conhecimentos abre novas perspetivas para o desenvolvimento de estratégias inovadoras de prevenção, baseadas na modulação dirigida da microbiota intestinal, promovendo simultaneamente a saúde animal, o bem-estar das aves e a sustentabilidade da produção avícola.

Em síntese, o conhecimento aprofundado da ecologia do microbioma intestinal, aliado à compreensão da biologia de agentes oportunistas como *E. cecorum*, constitui uma base fundamental para enfrentar os desafios atuais da produção avícola intensiva. A integração entre investigação científica, medicina veterinária preventiva e boas práticas de produção será decisiva para desenvolver sistemas produtivos mais eficientes, resilientes e sustentáveis, capazes de responder às crescentes exigências sanitárias, económicas e sociais que caracterizam a avicultura do futuro.

Referências bibliográficas

- Arowolo, M. A., He, J. H., He, S. P., & Adebawale, T. O. (2019). The implication of lighting programmes in intensive broiler production system. *World's Poultry Science Journal*, 75(1), 17–28. <https://doi.org/10.1017/S0043933918000934>
- Assefa, B. (2022). *Biosecurity: Bioexclusion And Biocontainment Measures As Effective Poultry Health Management Strategy*. <https://doi.org/10.20944/preprints202201.0461.v1>
- Aviagen ROSS-Broiler PocketGuide. (2025). www.aviagen.
- Aviagen Turkeys. (2020). In *Management Guidelines for Commercial Turkeys*.
- Aviapp® Avian Performance Platform. (n.d.).
- Avicasal, 2026. (2026, June 14). https://www.avicasal.pt/Pt/Produtos/Produtos_1827/1/.
- Ballou, A. L., Ali, R. A., Mendoza, M. A., Ellis, J. C., Hassan, H. M., Croom, W. J., & Koci, M. D. (2016). Development of the Chick Microbiome: How Early Exposure Influences Future Microbial Diversity. *Frontiers in Veterinary Science*, 3. <https://doi.org/10.3389/fvets.2016.00002>
- Becker, E., Projahn, M., Burow, E., & Käsbohrer, A. (2021). Are There Effective Intervention Measures in Broiler Production against the ESBL/AmpC Producer *Escherichia coli*? *Pathogens*, 10(5), 608. <https://doi.org/10.3390/pathogens10050608>
- Biesta-Peters, E. G., Jongenburger, I., de Boer, E., & Jacobs-Reitsma, W. F. (2019). Validation by interlaboratory trials of EN ISO 10272 - Microbiology of the food chain - Horizontal method for detection and enumeration of *Campylobacter* spp. - Part 1: Detection method. *International Journal of Food Microbiology*, 288, 39–46. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2018.05.007>
- Borda-Molina, D., Seifert, J., & Camarinha-Silva, A. (2018). Current Perspectives of the Chicken Gastrointestinal Tract and Its Microbiome. *Computational and Structural Biotechnology Journal*, 16, 131–139. <https://doi.org/10.1016/j.csbj.2018.03.002>
- Borst, L. B., McLamb, K. A., Suyemoto, M. M., Chen, L. R., Levy, M. G., Sarsour, A. H., Cordova, H. A., Barnes, H. J., & Oviedo-Rondón, E. O. (2019). Coinfection with *Eimeria* spp. decreases bacteremia and spinal lesions caused by pathogenic *Enterococcus cecorum*. *Animal Feed Science and Technology*, 250, 59–68. <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2018.09.014>
- Borst, L. B., Suyemoto, M. M., Chen, L. R., & Barnes, H. J. (2019). Vaccination of breeder hens with a polyvalent killed vaccine for pathogenic *Enterococcus cecorum* does not protect offspring from enterococcal spondylitis. *Avian Pathology*, 48(1). <https://doi.org/10.1080/03079457.2018.1536819>
- Borst, L. B., Suyemoto, M. M., Sarsour, A. H., Harris, M. C., Martin, M. P., Strickland, J. D., Oviedo, E. O., & Barnes, H. J. (2017). Pathogenesis of Enterococcal Spondylitis Caused by *Enterococcus cecorum* in Broiler Chickens. *Veterinary Pathology*, 54(1), 61–73. <https://doi.org/10.1177/0300985816658098>
- Borst, L. B., Suyemoto, M. M., Scholl, E. H., Fuller, F. J., & Barnes, H. J. (2015). Comparative Genomic Analysis Identifies Divergent Genomic Features of Pathogenic *Enterococcus cecorum* Including a Type IC CRISPR-Cas System, a Capsule Locus, an *epa*-Like Locus, and Putative Host Tissue Binding Proteins. *PLOS ONE*, 10(4). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0121294>
- Brink, M., Janssens, G. P. J., Demeyer, P., Bağcı, Ö., & Delezie, E. (2022). Ammonia concentrations, litter quality, performance and some welfare parameters of broilers kept on different bedding materials. *British Poultry Science*, 63(6), 768–778. <https://doi.org/10.1080/00071668.2022.2106775>

- Burggren, W., Dzialowski, E., & Tzschentke, B. (2025). The avian embryo as a time-honoured animal model in developmental, biomedical and agricultural research. In *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* (Vol. 380, Number 1920). Royal Society Publishing. <https://doi.org/10.1098/rstb.2023.0438>
- Butcher, G. D., & Gage, I. (2025). How to Evaluate Quality of Newly Hatched Chicks. *EDIS*, 2025(2). <https://doi.org/10.32473/edis-vm267-2025>
- Butcher, G. D., Nilipour, A. H., & Miles, R. D. (1969). Feed Passage in Broilers - A Complex Problem. *EDIS*, 2003(16). <https://doi.org/10.32473/edis-vm090-2002>
- Chasteen, K. S., Brooks, L., Munoz, L., Krehling, J., Bailey, M., & Macklin, K. S. (2021). Establishment of Base Interactions of Select Genus Between Multiple Chick Sources in Differential Housing. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-907851/v1>
- Cheng, Y. C., Krieger, M., Korves, A. M., & Camarinha-Silva, A. (2025). The chicken gut microbiome in conventional and alternative production systems. In *Journal of Animal Science and Biotechnology* (Vol. 16, Number 1). BioMed Central Ltd. <https://doi.org/10.1186/s40104-025-01293-8>
- Choi, J., Goo, D., Ko, H., Lee, J., & Kim, W. K. (2026). Factors Affecting Flock Uniformity in Broiler Production: Individual, Environmental, and Management Characteristics. *Animals*, 16(2), 185. <https://doi.org/10.3390/ani16020185>
- Christ, A. P. G., Ramos, S. R., Cayô, R., Gales, A. C., Hachich, E. M., & Sato, M. I. Z. (2017). Characterization of Enterococcus species isolated from marine recreational waters by MALDI-TOF MS and Rapid ID API® 20 Strep system. *Marine Pollution Bulletin*, 118(1–2), 376–381. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.03.025>
- Connerton, P. L., Richards, P. J., Lafontaine, G. M., O’Kane, P. M., Ghaffar, N., Cummings, N. J., Smith, D. L., Fish, N. M., & Connerton, I. F. (2018). The effect of the timing of exposure to *Campylobacter jejuni* on the gut microbiome and inflammatory responses of broiler chickens. *Microbiome*, 6(1), 88. <https://doi.org/10.1186/s40168-018-0477-5>
- De Herdt, P., Defoort, P., Van Steelant, J., Swam, H., Tanghe, L., Van Goethem, S., & Vanrobaeys, M. (2009). Enterococcus cecorum osteomyelitis and arthritis in broiler chickens. *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift*, 78(1). <https://doi.org/10.21825/vdt.87495>
- de Oliveira, H. F., Mascarenhas, A. G., Stringhini, J. H., Leandro, N. S. M., Cafe, M. B., Arnhold, E., de Alvarenga, R. M., Silva, A. C. R., Valentim, J. K., & de Carvalho Mello, H. H. (2026). Effects of Broiler Breeder Age on Egg Quality, Incubation Performance, and Early Progeny Physiological and Muscle Fiber Development. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*. <https://doi.org/10.1111/jpn.70071>
- De Witte, L., De Reu, K., Van der Eycken, M., Van Raemdonck, J., Botteldoorn, N., Van Immerseel, F., & Rasschaert, G. (2026). Guess Who’s Back: Persistence and Circulation of *Salmonella infantis* on Broiler Farms with a History of Contamination. *Foods*, 15(2), 339. <https://doi.org/10.3390/foods15020339>
- Dehau, T., Ducatelle, R., Van Immerseel, F., & Goossens, E. (2022). Omics technologies in poultry health and productivity - part 1: current use in poultry research. *Avian Pathology*, 51(5), 407–417. <https://doi.org/10.1080/03079457.2022.2086447>
- Devriese, L. A., Cauwerts, K., Hermans, K., & Wood, A. M. (2002). *Enterococcus cecorum* septicemia as a cause of bone and joint lesions resulting in lameness in broiler chickens. *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift*, 71(3). <https://doi.org/10.21825/vdt.89291>

Devriese, L. A., Dutta, G. N., Farrow, J. A. E., Van De Kerckhove, A. N. D., A., & Phillips, B. A. (1983). *Streptococcus cecorum*, a New Species Isolated from Chickens. In *INTERNATIONAL JOURNAL OF SYSTEMATIC BACTERIOLOGY*.

Dewulf, Jeroen., & Van Immerseel, Filip. (2019). *Biosecurity in animal production and veterinary medicine : from principles to practice*. CABl.

Dolka, B., Chrobak-Chmiel, D., Makrai, L., & Szeleszczuk, P. (2016). Phenotypic and genotypic characterization of *Enterococcus cecorum* strains associated with infections in poultry. *BMC Veterinary Research*, 12(1), 129. <https://doi.org/10.1186/s12917-016-0761-1>

Dunnam, G., Thornton, J. K., & Pulido-Landinez, M. (2023). Characterization of an Emerging *Enterococcus cecorum* Outbreak Causing Severe Systemic Disease with Concurrent Leg Problems in a Broiler Integrator in the Southern United States. *Avian Diseases*, 67(2). <https://doi.org/10.1637/aviandiseases-D-22-00085>

Estevez, I. (2007). Density Allowances for Broilers: Where to Set the Limits? *Poultry Science*, 86(6), 1265–1272. <https://doi.org/10.1093/ps/86.6.1265>

Facklam, R. R., Carvalho, M. da G. S., & Teixeira, L. M. (2014). History, Taxonomy, Biochemical Characteristics, and Antibiotic Susceptibility Testing of Enterococci. In *The Enterococci* (pp. 1–54). ASM Press. <https://doi.org/10.1128/9781555817923.ch1>

FEPASA. (2019). *Manual-de-Biosseguranca_Avicultura*.

Fijalovych, L. M., & Paskevych, G. A. (2025). Peculiarities of the effective cultivation of broiler chickens. *Scientific Messenger of LNU of Veterinary Medicine and Biotechnologies*, 27(103), 3–9. <https://doi.org/10.32718/nvlvet-a10301>

Gabinete de Planeamento, P. e A. G. (2020). *ANÁLISE SETORIAL CARNE DE AVES*.

Gerhold, R. W. (n.d.). *Coccidiosis in Poultry*. <https://www.msdevetmanual.com/poultry/coccidiosis-in-poultry/coccidiosis-in-poultry>

Glendinning, L., Stewart, R. D., Pallen, M. J., Watson, K. A., & Watson, M. (2020). Assembly of hundreds of novel bacterial genomes from the chicken caecum. *Genome Biology*, 21(1). <https://doi.org/10.1186/s13059-020-1947-1>

Glisson, J. R., & Hofacre, C. L. (2006). The future of veterinary medicine in poultry production. *Journal of Veterinary Medical Education*, 33(4), 492–495. <https://doi.org/10.3138/jvme.33.4.492>

Grafl, B., Gaußmann, B., Bilic, I., Folkertsma, R., & Hess, M. (2025a). Influence of biosecurity on the occurrence of various enteric viruses in broiler flocks. *Avian Pathology*, 54(1), 50–61. <https://doi.org/10.1080/03079457.2024.2377337>

Grafl, B., Gaußmann, B., Bilic, I., Folkertsma, R., & Hess, M. (2025b). Influence of biosecurity on the occurrence of various enteric viruses in broiler flocks. *Avian Pathology*, 54(1), 50–61. <https://doi.org/10.1080/03079457.2024.2377337>

Hankel, J., Bodmann, B., Todte, M., Galvez, E., Strowig, T., Radko, D., Antakli, A., & Visscher, C. (2021). Comparison of Chicken Cecal Microbiota after Metaphylactic Treatment or Following Administration of Feed Additives in a Broiler Farm with Enterococcal Spondylitis History. *Pathogens*, 10(8), 1068. <https://doi.org/10.3390/pathogens10081068>

He, P., Chen, Z., Yu, H., Hayat, K., He, Y., Pan, J., & Lin, H. (2022). Research Progress in the Early Warning of Chicken Diseases by Monitoring Clinical Symptoms. *Applied Sciences*, 12(11), 5601. <https://doi.org/10.3390/app12115601>

Heinemann, C., Leubner, C. D., Savin, M., Sib, E., Schmithausen, R. M., & Steinhoff-Wagner, J. (2020). Research Note: Tracing pathways of entry and persistence of facultative pathogenic and

- antibiotic-resistant bacteria in a commercial broiler farm with substantial health problems. *Poultry Science*, 99(11), 5481–5486. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2020.08.050>
- Horvat, A., Luning, P. A., DiGennaro, C., Rommens, E., van Daalen, E., Koene, M., & Jalali, M. S. (2022). The impacts of biosecurity measures on *Campylobacter* contamination in broiler houses and slaughterhouses in the Netherlands: A simulation modelling approach. *Food Control*, 141, 109151. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2022.109151>
- Houtz, J. L., Melo, M., Therrien, J. F., & Cornell, A. (2023). Disentangling relationships between physiology, morphology, diet, and gut microbial diversity in American kestrel nestlings. *Journal of Avian Biology*, 2023(7–8). <https://doi.org/10.1111/jav.03019>
- Hsu, H., Seah, V., Marriott, D., & Moore, J. (2022). Enterococcus cecorum infective endocarditis in a patient with chronic myeloid leukaemia and cirrhosis. *Pathology*, 54(4), 495–497. <https://doi.org/10.1016/j.pathol.2021.07.004>
- Huang, Y., Boyen, F., Antonissen, G., Vereecke, N., & Van Immerseel, F. (2024). The Genetic Landscape of Antimicrobial Resistance Genes in *Enterococcus cecorum* Broiler Isolates. *Antibiotics*, 13(5), 409. <https://doi.org/10.3390/antibiotics13050409>
- Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar, SIGARRA 2026. (2026, June 13). https://Sigarra.up.pt/Icbas/Pt/Uni_geral.Unidade_view?Pv_unidade=83.
- International Organization for Standardization. (2000). *Water quality — Detection and enumeration of intestinal enterococci (ISO 7899-2: 2000)*.
- International Organization for Standardization. (2001). *Microbiology of food and animal feeding stuffs — Horizontal method for the enumeration of beta-glucuronidase-positive Escherichia coli (ISO 16649-2: 2001)*.
- International Organization for Standardization. (2017a). *Microbiology of the food chain — Horizontal method for detection and enumeration of Campylobacter spp. (ISO 10272-1:2017)*.
- International Organization for Standardization. (2017b). *Microbiology of the food chain — Horizontal method for the detection (ISO 21528-2:2017) and enumeration of Enterobacteriaceae*.
- Jin, J., Zhou, Q., Lan, F., Li, J., Yang, N., & Sun, C. (2022). Microbial composition of egg component and its association with hatchability of laying hens. *Frontiers in Microbiology*, 13. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.943097>
- Jones, M. K., Hofacre, C. L., Suyemoto, M. M., McKinley, E. T., Smith, A. H., Delago, J., Berghaus, R. D., Baxter, V. A., & Smith, J. A. (2026). Probiotic Prophylaxis for *Enterococcus cecorum* Prevalence in the Free Thoracic Vertebra of Broiler Chickens. *Avian Diseases*, 70(1). <https://doi.org/10.1637/aviandiseases-D-25-00031>
- Jung, A., Metzner, M., & Ryll, M. (2017). Comparison of pathogenic and non-pathogenic *Enterococcus cecorum* strains from different animal species. *BMC Microbiology*, 17(1), 33. <https://doi.org/10.1186/s12866-017-0949-y>
- Jung, A., Petersen, H., Teske, L., & Rautenschlein, S. (2017). Colonization patterns of Enterococcus cecorum in two different broiler production cycles detected with a newly developed quantitative real-time PCR. *BMC Microbiology*, 17(1), 106. <https://doi.org/10.1186/s12866-017-1021-7>
- Jung, A., & Rautenschlein, S. (2014). Comprehensive report of an *Enterococcus cecorum* infection in a broiler flock in Northern Germany. *BMC Veterinary Research*, 10(1), 311. <https://doi.org/10.1186/s12917-014-0311-7>

- Jung, H.-R., Lim, S.-K., & Lee, Y. J. (2023). Comprehensive analysis of biosecurity practices and antimicrobial use in broiler chicken production by integrated operations in Korea. *Poultry Science*, 102(11), 102994. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2023.102994>
- Kers, J. G., Velkers, F. C., Fischer, E. A. J., Hermes, G. D. A., Lamot, D. M., Stegeman, J. A., & Smidt, H. (2019). Take care of the environment: housing conditions affect the interplay of nutritional interventions and intestinal microbiota in broiler chickens. *Animal Microbiome*, 1(1), 10. <https://doi.org/10.1186/s42523-019-0009-z>
- Khattak, F. M., Pasha, T. N., Hayat, Z., & Mahmud, A. (2006). ENZYMES IN POULTRY NUTRITION. In *J. Anim. Pl. Sci* (Vol. 16, Number 2).
- Kim, S.-H., Chon, J.-W., Jeong, H.-W., Song, K.-Y., Kim, D.-H., Bae, D., Kim, H., & Seo, K.-H. (2023). Identification and phylogenetic analysis of *Enterococcus* isolates using MALDI-TOF MS and VITEK 2. *AMB Express*, 13(1), 21. <https://doi.org/10.1186/s13568-023-01525-y>
- Kusumawati, M. W. A., & Fachrie, M. (2023). Design and Implementation of An Efficient Information System for Broiler Chicken Rearing: A Case Analysis VR Broiler Farm. *International Journal Software Engineering and Computer Science (IJSECS)*, 3(3), 287–292. <https://doi.org/10.35870/ijsecs.v3i3.1775>
- Lee, S., La, T.-M., Lee, H.-J., Choi, I.-S., Song, C.-S., Park, S.-Y., Lee, J.-B., & Lee, S.-W. (2019). Characterization of microbial communities in the chicken oviduct and the origin of chicken embryo gut microbiota. *Scientific Reports*, 9(1), 6838. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-43280-w>
- Lichtensteiger, A. (2021). Poultry veterinarians in health and production. *The Canadian Veterinary Journal = La Revue Veterinaire Canadienne*, 62(1), 66–68.
- Lim, N. Y. N., Roco, C. A., & Frostegård, Å. (2016). Transparent DNA/RNA Co-extraction Workflow Protocol Suitable for Inhibitor-Rich Environmental Samples That Focuses on Complete DNA Removal for Transcriptomic Analyses. *Frontiers in Microbiology*, 7. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.01588>
- Mahmood, Q., Tilli, G., Laconi, A., Ngom, R. V., Leite, M., Prodanov-Radulović, J., Allepuz, A., Chantziaras, I., & Piccirillo, A. (2025). Implementation of biosecurity measures according to legislation in intensive poultry production: An overview across 22 EU and non-EU countries. *Preventive Veterinary Medicine*, 242, 106571. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2025.106571>
- Makrai, L., Nemes, C., Simon, A., Ivanics, E., Dudás, Z., Fodor, L., & Glávits, R. (2011). Association of *Enterococcus cecorum* with vertebral osteomyelitis and spondylolisthesis in broiler parent chicks. *Acta Veterinaria Hungarica*, 59(1), 11–21. <https://doi.org/10.1556/AVet.59.2011.1.2>
- Martrenchar, A., Huonnic, D., & Cotte, J. P. (2001). Influence of environmental enrichment on injurious pecking and perching behaviour in young turkeys. *British Poultry Science*, 42(2), 161–170. <https://doi.org/10.1080/00071660120048393>
- McKenna, A., Ijaz, U. Z., Kelly, C., Linton, M., Sloan, W. T., Green, B. D., Lavery, U., Dorrell, N., Wren, B. W., Richmond, A., Corcionivoschi, N., & Gundogdu, O. (2020). Impact of industrial production system parameters on chicken microbiomes: Mechanisms to improve performance and reduce *Campylobacter*. *Microbiome*, 8(1). <https://doi.org/10.1186/s40168-020-00908-8>
- Moradi, S., Moradi, A., Atabaigi Elmi, V., & Reza Abdollahi, M. (2021). Interactive effect of corn particle size and insoluble fiber source on performance, nutrient utilization and intestine morphology in broilers fed pelleted diets. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*, 105(6), 1113–1126. <https://doi.org/10.1111/jpn.13532>

- Nagel-Alne, G. E., Røtterud, O.-J., Refsum, T., Holthe, J., Garner, M., Skjerve, E., & Hauge, S. J. (2024). Hygiene performance rating at farm level - an auditing scheme for evaluation of biosecurity measures' effect on prevalence of *Campylobacter* from selected broiler producers. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 66(1), 38. <https://doi.org/10.1186/s13028-024-00762-w>
- Nesterenko, O. M. (2024). Aspects of biosafety and biosecurity in poultry. *Scientific Messenger of LNU of Veterinary Medicine and Biotechnologies*, 26(114), 27–32. <https://doi.org/10.32718/nvlvet11405>
- Novoa Rama, E., Bailey, M., Kumar, S., Leone, C., den Bakker, H. C., Thippareddi, H., & Singh, M. (2023). Characterizing the gut microbiome of broilers raised under conventional and no antibiotics ever practices. *Poultry Science*, 102(8), 102832. <https://doi.org/10.1016/J.PSJ.2023.102832>
- Oastler, C. E., Nichols, C., Newton, K., Cawthraw, S., Gosling, R. J., Martelli, F., Wales, A. D., & Davies, R. H. (2022). Observations on the distribution and control of *Salmonella* in commercial broiler hatcheries in Great Britain. *Zoonoses and Public Health*, 69(5), 487–498. <https://doi.org/10.1111/zph.12938>
- Ocejo, M., Oporto, B., & Hurtado, A. (2019). 16S rRNA amplicon sequencing characterization of caecal microbiome composition of broilers and free-range slow-growing chickens throughout their productive lifespan. *Scientific Reports*, 9(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-019-39323-x>
- O'Dea, F., Dupuis, A., Brown, J., Edwards, J., Kay, S., Stafford, G. P., & Mesnage, S. (2025). Phenotypic and genomic analysis of the emerging poultry pathogen *Enterococcus cecorum* in UK isolates. *Microbial Genomics*, 11(9). <https://doi.org/10.1099/mgen.0.001504>
- Pan, D., & Yu, Z. (2014). Intestinal microbiome of poultry and its interaction with host and diet. *Gut Microbes*, 5(1), 108–119. <https://doi.org/10.4161/gmic.26945>
- Piccirillo, A., Tolosi, R., & Laconi, A. (2026). Development, validation, and application of SYBR green-based qPCR assays for detection and quantification of *tetA*, *tetB*, and *tetO* genes in poultry and associated environments. *Frontiers in Veterinary Science*, 12. <https://doi.org/10.3389/fvets.2025.1754015>
- Polansky, O., Sekelova, Z., Faldynova, M., Sebkova, A., Sisak, F., & Rychlik, I. (2016). Important metabolic pathways and biological processes expressed by chicken cecal microbiota. *Applied and Environmental Microbiology*, 82(5), 1569–1576. <https://doi.org/10.1128/AEM.03473-15>
- Poultry market size, share, growth and industry analysis, by type (chicks, eggs), by application (layers, fatteners, breeding), regional insights and forecast to 2033.* (2025).
- Ramírez, G. A., Richardson, E., Clark, J., Keshri, J., Drechsler, Y., Berrang, M. E., Meinersmann, R. J., Cox, N. A., & Oakley, B. B. (2020). Broiler chickens and early life programming: Microbiome transplant-induced cecal community dynamics and phenotypic effects. *PLOS ONE*, 15(11), e0242108. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0242108>
- Rayner, A. C., Newberry, R. C., Vas, J., & Mullan, S. (2020). Slow-growing broilers are healthier and express more behavioural indicators of positive welfare. *Scientific Reports*, 10(1), 15151. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-72198-x>
- Robbins, K. M., Suyemoto, M. M., Lyman, R. L., Martin, M. P., Barnes, H. J., & Borst, L. B. (2012). An outbreak and source investigation of enterococcal spondylitis in broilers caused by *Enterococcus cecorum*. *Avian Diseases*, 56(4), 768–773. <https://doi.org/10.1637/10253-052412-Case.1>

- Roehrig, C., & Torrey, S. (2019). Mortality and Early Feeding Behavior of Female Turkey Poult During the First Week of Life. *Frontiers in Veterinary Science*, 6. <https://doi.org/10.3389/fvets.2019.00129>
- Rosenbaum, A., Rautenschlein, S., & Jung, A. (2025). Protective Effect of a Hyperimmune Serum Against Homologous *Enterococcus cecorum* Infection in Experimentally Challenged Meat-Type Chickens. *Poultry*, 4(1), 8. <https://doi.org/10.3390/poultry4010008>
- Rothrock, M. J., & Locatelli, A. (2019). Importance of Farm Environment to Shape Poultry-Related Microbiomes Throughout the Farm-to-Fork Continuum of Pasture-Raised Broiler Flocks. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 3. <https://doi.org/10.3389/fsufs.2019.00048>
- Rothrock, M. J., Zwirzitz, B., Al Hakeem, W. G., Oladeinde, A., Guard, J. Y., & Li, X. (2024). 16S amplicon-based microbiome biomapping of a commercial broiler hatchery. *Animal Microbiome*, 6(1), 46. <https://doi.org/10.1186/s42523-024-00334-3>
- Roto, S. M., Rubinelli, P. M., & Ricke, S. C. (2015). An Introduction to the Avian Gut Microbiota and the Effects of Yeast-Based Prebiotic-Type Compounds as Potential Feed Additives. *Frontiers in Veterinary Science*, 2. <https://doi.org/10.3389/fvets.2015.00028>
- Sakamoto, K. S., Silveira, R. M. F., Benincasa, N. C., Contreras Castillo, C. J., Lobos, C. M. V., & Silva, I. J. O. da. (2024). Tunnel-Ventilated Sheds with Negative Pressure Reduce Thermal Stress and Improve the Meat Quality of Broilers. *Animals*, 14(14), 2017. <https://doi.org/10.3390/ani14142017>
- Schiassi, L., Yanagi Junior, T., Ferraz, P. F. P., Campos, A. T., Silva, G. R. e, & Abreu, L. H. P. (2015). Comportamento de frangos de corte submetidos a diferentes ambientes térmicos. *Engenharia Agrícola*, 35(3), 390–396. <https://doi.org/10.1590/1809-4430-Eng.Agric.v35n3p390-396/2015>
- Schreier, J., Karasova, D., Crhanova, M., Rychlik, I., Rautenschlein, S., & Jung, A. (2022). Influence of lincomycin-spectinomycin treatment on the outcome of *Enterococcus cecorum* infection and on the cecal microbiota in broilers. *Gut Pathogens*, 14(1), 3. <https://doi.org/10.1186/s13099-021-00467-9>
- Schreier, J., Rautenschlein, S., & Jung, A. (2021). Different virulence levels of *Enterococcus cecorum* strains in experimentally infected meat-type chickens. *PLOS ONE*, 16(11), e0259904. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0259904>
- Shehata, A. M., Paswan, V. K., Attia, Y. A., Abdel-Moneim, A.-M. E., Abougabal, M. Sh., Sharaf, M., Elmazoudy, R., Alghafari, W. T., Osman, M. A., Farag, M. R., & Alagawany, M. (2021). Managing Gut Microbiota through In Ovo Nutrition Influences Early-Life Programming in Broiler Chickens. *Animals*, 11(12), 3491. <https://doi.org/10.3390/ani11123491>
- Soliman, E. S., & Abdallah, M. S. (2020). Assessment of biosecurity measures in broiler's farms in the Suez Canal area – Egypt using a seasonal prevalence of Salmonellosis. *Veterinary World*, 13(4), 622–632. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2020.622-632>
- Soster, P., Cardoen, T., Carvalho, C. L., Khan, I., Khalfi, B., Martinez-Caja, A. M., Tuytens, F., De Gussem, M., Leroux, S., Simoens, P., & Antonissen, G. (2026). Behavioral patterns in broiler chickens monitored with a multi-view tracking system. *Poultry Science*, 105(7), 106759. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2026.106759>
- Suyemoto, M. M., Walker, G. K., Taldo, U., Diveley, K. R., & Borst, L. B. (2025). Development and Application of Optimized Isolation Methods and Diagnostic PCR Protocols for the Detection of Pathogenic *Enterococcus cecorum* Isolated from Broiler Chickens. *Avian Diseases*, 68(S1). <https://doi.org/10.1637/aviandiseases-D-24-00067>

- Szymanski, M., Skiba, M. M., Piasecka, M., & Olender, A. (2024). A rare case of invasive *Enterococcus cecorum* infection and related diagnostic difficulties. *Clinical Case Reports*, 12(9). <https://doi.org/10.1002/ccr3.9386>
- Takehita, N., Watanabe, T., Ishida-Kuroki, K., & Sekizaki, T. (2021). Transition of microbiota in chicken cecal droppings from commercial broiler farms. *BMC Veterinary Research*, 17(1). <https://doi.org/10.1186/s12917-020-02688-7>
- Tessin, J., Jung, A., Silberborth, A., Rohn, K., Schulz, J., Visscher, C., & Kemper, N. (2024a). Detection of *Enterococcus cecorum* to identify persistently contaminated locations using faecal and environmental samples in broiler houses of clinically healthy flocks. *Avian Pathology*, 53(4), 312–320. <https://doi.org/10.1080/03079457.2024.2334682>
- Tessin, J., Jung, A., Silberborth, A., Rohn, K., Schulz, J., Visscher, C., & Kemper, N. (2024b). Detection of *Enterococcus cecorum* to identify persistently contaminated locations using faecal and environmental samples in broiler houses of clinically healthy flocks. *Avian Pathology*, 53(4), 312–320. <https://doi.org/10.1080/03079457.2024.2334682>
- Tilli, G., Ngom, R. V., Ferreira, H. C. de C., Apostolakos, I., Paudel, S., & Piccirillo, A. (2024). A systematic review on the role of biosecurity to prevent or control colibacillosis in broiler production. *Poultry Science*, 103(8), 103955. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2024.103955>
- Tona, K., Voemesse, K., N'nanlé, O., Oke, O. E., Kouame, Y. A. E., Bilalissi, A., Meteyake, H., & Oso, O. M. (2022). Chicken Incubation Conditions: Role in Embryo Development, Physiology and Adaptation to the Post-Hatch Environment. *Frontiers in Physiology*, 13. <https://doi.org/10.3389/fphys.2022.895854>
- Van Limbergen, T., Sarrazin, S., Chantziaras, I., Dewulf, J., Ducatelle, R., Kyriazakis, I., McMullin, P., Méndez, J., Niemi, J. K., Papasolomontos, S., Szeleszczuk, P., Van Erum, J., Maes, D., & PROHEALTH consortium. (2020). Risk factors for poor health and performance in European broiler production systems. *BMC Veterinary Research*, 16(1), 287. <https://doi.org/10.1186/s12917-020-02484-3>
- Veterinário, M. (n.d.). *Síndrome da Morte Súbita em Frangos de Corte (Doença da Virada, Síndrome da Morte Súbita, Óbito em Bom Estado) Etiologia e Epidemiologia da Síndrome da Morte Súbita em Frangos de Corte* MANUAL MSDpoultry/sudden-death-syndrome-of-broiler-chickens/sudden-death-syndrome-of-broiler-chickens 1/4. Retrieved <https://www.msdsvetmanual.com/>
- VetNova. (2026). *Causes, Mortality Rates & Prevention Strategies in Poultry*. Vetnova Blog.
- Vougat Ngom, R., Leite, M., Tilli, G., Laconi, A., Mahmood, Q., Prodanov-Radulović, J., Allepuz, A., Chantziaras, I., & Piccirillo, A. (2025). Biosecurity implementation in poultry farms across Europe and neighboring countries: a systematic review. *Frontiers in Veterinary Science*, 12. <https://doi.org/10.3389/fvets.2025.1653543>
- Wang, L., Lilburn, M., & Yu, Z. (2016). Intestinal Microbiota of Broiler Chickens As Affected by Litter Management Regimens. *Frontiers in Microbiology*, 7. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.00593>
- Warnke, P., Köller, T., Stoll, P., & Podbielski, A. (2015). Nosocomial infection due to *Enterococcus cecorum* identified by MALDI-TOF MS and Vitek 2 from a blood culture of a septic patient. *European Journal of Microbiology and Immunology*, 5(2), 177–179. <https://doi.org/10.1556/1886.2015.00008>
- Watson, K., Arais, L., Green, S., O’Kane, P., Kirchner, M., Demmers, T., Commins, C., Smith, R., Cordoni, G., Kyriazakis, I., Schock, A., & Anjum, M. F. (2024). Towards the identification of

- transmission pathways and early detection of *Enterococcus cecorum* infection in broiler chickens. *Poultry Science*, 103(11), 104224. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2024.104224>
- Webber, D. M., Wallace, M. A., & Burnham, C.-A. D. (2022). Stop Waiting for Tomorrow: Disk Diffusion Performed on Early Growth Is an Accurate Method for Antimicrobial Susceptibility Testing with Reduced Turnaround Time. *Journal of Clinical Microbiology*, 60(5). <https://doi.org/10.1128/jcm.03007-20>
- Williams, C. L., Tabler, G. T., & Watkins, S. E. (2013). Comparison of broiler flock daily water consumption and water-to-feed ratios for flocks grown in 1991, 2000–2001, and 2010–2011. *Journal of Applied Poultry Research*, 22(4), 934–941. <https://doi.org/10.3382/japr.2013-00767>
- Wise, M. G., & Siragusa, G. R. (2006). Quantitative analysis of the intestinal bacterial community in one- to three-week-old commercially reared broiler chickens fed conventional or antibiotic-free vegetable-based diets. *Journal of Applied Microbiology*, 102(4), 1138–1149. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2006.03153.x>
- Wódz, K., Chodkowska, K. A., Iwiński, H., Róžański, H., & Wojciechowski, J. (2024). In Vitro Evaluation of Phytobiotic Mixture Antibacterial Potential against *Enterococcus* spp. Strains Isolated from Broiler Chicken. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(9), 4797. <https://doi.org/10.3390/ijms25094797>
- Wood, A. M., MacKenzie, G., McGiliveray, N. C., Brown, L., Devriese, L. A., & Baele, M. (2002). Isolation of *Enterococcus cecorum* from bone lesions in broiler chickens. *The Veterinary Record*, 150(1), 27.
- Yassin, H., Velthuis, A. G. J., Boerjan, M., & van Riel, J. (2009). Field study on broilers' first-week mortality. *Poultry Science*, 88(4), 798–804. <https://doi.org/10.3382/ps.2008-00292>
- Yegani, M., & Korver, D. R. (2008). Factors Affecting Intestinal Health in Poultry. *Poultry Science*, 87(10), 2052–2063. <https://doi.org/10.3382/ps.2008-00091>
- Yin, Z., Ji, S., Yang, J., Guo, W., Li, Y., Ren, Z., & Yang, X. (2023). Cecal Microbial Succession and Its Apparent Association with Nutrient Metabolism in Broiler Chickens. *MSphere*, 8(3). <https://doi.org/10.1128/msphere.00614-22>
- Zhai, R., Fu, B., Shi, X., Sun, C., Liu, Z., Wang, S., Shen, Z., Walsh, T. R., Cai, C., Wang, Y., & Wu, C. (2020a). Contaminated in-house environment contributes to the persistence and transmission of NDM-producing bacteria in a Chinese poultry farm. *Environment International*, 139, 105715. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2020.105715>
- Zhai, R., Fu, B., Shi, X., Sun, C., Liu, Z., Wang, S., Shen, Z., Walsh, T. R., Cai, C., Wang, Y., & Wu, C. (2020b). Contaminated in-house environment contributes to the persistence and transmission of NDM-producing bacteria in a Chinese poultry farm. *Environment International*, 139, 105715. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2020.105715>
- Zhou, Q., Lan, F., Li, X., Yan, W., Sun, C., Li, J., Yang, N., & Wen, C. (2021). The Spatial and Temporal Characterization of Gut Microbiota in Broilers. *Frontiers in Veterinary Science*, 8. <https://doi.org/10.3389/fvets.2021.712226>
- Zwirzitz, B., Oladeinde, A., Johnson, J., Zock, G., Milfort, M. C., Fuller, A. L., Ghareeb, A. F. A., Foutz, J. C., Teran, J. A., Woyda, R., Abdo, Z., Looft, T., Lawrence, J. P., Cudnik, D., & Aggrey, S. E. (2023). Temporal dynamics of the cecal and litter microbiome of chickens raised in two separate broiler houses. *Frontiers in Physiology*, 14. <https://doi.org/10.3389/fphys.2023.1083192>

Anexo A – Glossário

Ácidos gordos de cadeia curta (AGCC)

Metabolitos produzidos pela fermentação bacteriana de hidratos de carbono não digeríveis no intestino. Constituem uma importante fonte de energia para os enterócitos e contribuem para a integridade intestinal e modulação da resposta imunitária.

Antibiograma

Teste laboratorial utilizado para determinar o perfil de suscetibilidade ou resistência de uma bactéria a diferentes antimicrobianos.

ASV (Amplicon Sequence Variant)

Sequência única obtida após a análise bioinformática de dados de sequenciação, permitindo distinguir variantes genéticas com resolução ao nível de um único nucleótido.

Aves

Termo zootécnico utilizado de forma restrita neste trabalho para designar exclusivamente os frangos de crescimento rápido, frangos de crescimento lento e perus.

Aviário/Granja

Unidade de produção avícola que compreende a totalidade do espaço físico e das instalações destinadas à criação de aves. Refere-se ao núcleo produtivo como um todo, o qual pode ser constituído por um ou mais pavilhões.

Bando/ Lote

Conjunto de aves da mesma espécie, linhagem e idade que são alojadas juntas no mesmo pavilhão durante o mesmo ciclo produtivo.

Bioexclusão

Conjunto de medidas destinadas a impedir a entrada de agentes patogénicos numa exploração pecuária.

Bioconfinamento

Conjunto de medidas destinadas a limitar a disseminação de agentes patogénicos já presentes dentro de uma exploração.

Broiler

Frango selecionado geneticamente para produção intensiva de carne, caracterizado por crescimento rápido e elevada eficiência alimentar.

Cama

Material de origem vegetal (normalmente aparas de madeira, casca de arroz ou palha) distribuído uniformemente sobre o piso do pavilhão antes do alojamento das aves. Tem como funções principais isolar termicamente o piso, absorver a humidade das fezes, amortecer o impacto das aves com o solo

e proporcionar um substrato que permita o comportamento natural das aves, mantendo-se no pavilhão durante todo o ciclo produtivo do bando.

Ciclo produtivo

Período que compreende todas as etapas da criação de um bando, iniciando-se no dia do alojamento das aves recém-nascidas no pavilhão e encerrando-se com a saída das aves para o abate.

Colonização microbiana

Processo de estabelecimento e multiplicação de microrganismos num determinado ambiente, como o trato gastrointestinal.

Disbiose

Alteração do equilíbrio normal da microbiota, caracterizada por mudanças na composição, diversidade ou função das comunidades microbianas. Pode comprometer a integridade intestinal, favorecer a proliferação de microrganismos oportunistas e aumentar a suscetibilidade a doenças.

Exclusão competitiva

Mecanismo pelo qual os microrganismos comensais limitam a colonização e multiplicação de agentes patogénicos, através da competição por nutrientes e locais de adesão, bem como da produção de compostos antimicrobianos e da modulação do ambiente intestinal.

Fastidioso (microrganismo fastidioso)

Microrganismo que necessita de condições especiais de crescimento, como meios de cultura específicos ou atmosferas modificadas.

Homeostase intestinal

Estado de equilíbrio funcional do ecossistema intestinal, resultante da interação entre hospedeiro, microbiota e sistema imunitário.

Integração avícola

Sistema de produção em que uma empresa coordena diferentes etapas da cadeia produtiva, fornecendo pintos, alimentação, assistência técnica e recolha dos animais.

Maneio

Conjunto de práticas relacionadas com a gestão dos animais, incluindo alimentação, ambiente, biossegurança, bem-estar e monitorização sanitária.

Metagenómica

Abordagem molecular que permite estudar o material genético presente numa comunidade microbiana sem necessidade de isolamento ou cultura dos microrganismos.

Microaerofilia

Condição atmosférica caracterizada por concentrações reduzidas de oxigénio e aumento de dióxido de carbono, necessária ao crescimento de determinados microrganismos, como *Campylobacter* spp.

Microbioma

Conjunto formado pelos microrganismos, pelo seu material genético e pelos respetivos produtos metabólicos presentes num determinado ambiente.

Microbiota

Comunidade de microrganismos que habita um determinado ambiente, como o trato gastrointestinal.

PCR (Reação em Cadeia da Polimerase)

Técnica de biologia molecular utilizada para amplificar fragmentos específicos de DNA.

PCR quantitativo em tempo real (qPCR)

Variante do PCR que permite quantificar DNA durante o processo de amplificação através da deteção de fluorescência.

Sequenciação de nova geração (NGS)

Conjunto de tecnologias que permitem determinar simultaneamente milhões de sequências de DNA, possibilitando a caracterização detalhada de comunidades microbianas.

Sucessão ecológica da microbiota

Alteração progressiva da composição microbiana ao longo do desenvolvimento do hospedeiro, desde as primeiras colonizações até ao estabelecimento de uma comunidade relativamente estável.

Tulha

Depósito ou reservatório cónico/tronco-piramidal acoplado ao sistema de distribuição de alimentação (comedouros industriais) no interior do pavilhão.

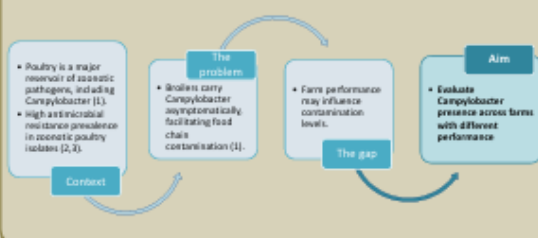
Anexo B – Poster IJUP

Integrating Culture-Dependent and Independent Profiling to Uncover Fecal Microbiota and *Campylobacter* in Broiler Chickens

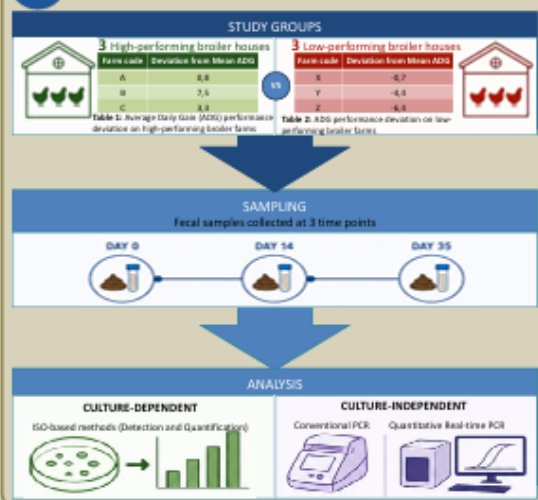
André Machado^{1,2} jap304327112@up.pt; **Zara Morales^{1,3}** zaramorales19@gmail.com; **Beatriz Alicobá¹** jap304327112@up.pt; **Inês C. Rodrigues^{1,3}** icr@uevora.pt
Cátia S. Marques^{1,4,5} catiasmarques@uevora.pt; **Raulo Mattioli da Costa^{1,6}** raulomattioli@uevora.pt

¹Laboratory of Microbiology Department of Aquatic Production, School of Medicine and Biomedical Sciences, University of Porto (FCBSP-UP), Porto, Portugal; ²IGG-Instituto de Saúde, Polytechnic of Porto, Porto, Portugal; ³Unidade Integrada Centro de Matéria e Ambiental Biológica (CEMAB), Porto, Portugal; ⁴McMaster Maclellan Laboratory for Animal and Veterinary Research, Centre for the Study in Animal Sciences (CEMAB), University of Porto, Porto, Portugal; ⁵Ministry of Health, Department of Infectious Diseases, National Institute for Health Dr Ricardo Jorge, Porto, Portugal.

Introduction and objective



Methodology



Preliminary results

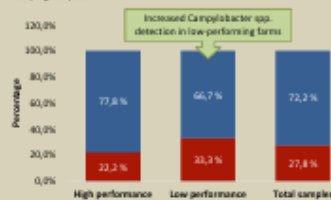
Farm code	Deviation from Mean ADG	Farm code	Deviation from Mean ADG
A	2.5	X	-4.9
B	2.1	Y	-2.3
C	6.1	Z	-14.0

Table 8. ADO Performance Deviation by Firm during the Stock Production Cycle

	Farm code	Days of life	<i>Conjugalibacter</i> spp. CFU/g
High-performing broiler houses	A	0	0
		14	7.2x10 ⁴ ←
		25	0
	B	0	0
		14	0
		25	2.4x10 ³ ←
	C	0	0
		14	0
		25	0
Low-performing broiler houses	D	0	0
		14	8.0x10 ⁴ ←
		25	0
	E	0	0
		14	0
		25	0
	F	0	0
		14	2.8x10 ³ ←
		25	4.1x10 ⁴ ←

Later *Campylobacter* spp. detection is high-performing farm

Table 6 Culture-based quantification of *Corynebacterium* spp. [CFU/g] across farms and sampling timepoints



■ Positive ■ Negative

Graph 1: Detection of *Corynebacterium* spp. in poultry farms by performance categories.

Conclusion



References

1. Costa M, Diniz M, Wolinski M, Saito M, Al-M, Sullivan M, et al. (2017) Relationships between Zoonotic Diseases and Food Safety. *International Journal of Agriculture and Biosciences*, 2, 310–37.
2. Murgitt M, Chongkavajit N, Chaiyapattana K (2017) Antimicrobial resistance in bacterial poultry pathogens: A review. *Frontiers in veterinary science*, 4, 128.
3. Costa M, Costa M, Costa M, Leite A (2017) Assessing antimicrobial resistance occurrence in the Portuguese food system: Poultry, piggy and beefed food, 2014-2016. *Zoonoses Public Health*, 64(6): 812–81.
4. de Mesquita Souza Cruz S, Urie K, de Motaer DPM, Gouveia PFM, Alves LHC, de Freitas Neto OC, et al. (2017) Antimicrobial resistance in the globalized food chain: A One Health perspective applied to the poultry industry. *Brazilian Journal of Microbiology*, 53(1), 65–80.
5. ISO 10712-1:2017. Microbiology of the food chain – Detection of Campylobacter spp.
6. Jensen B et al. (1996). PCR identification of *Campylobacter* spp. *Microbiology*.
7. Koutyris J et al. (2012). *Antimicrobial PCR for Campylobacter* in poultry tissue.

Anexo C – Protocolo de Necrópsias

O protocolo de necrópsia utilizado durante o estágio foi baseado na descrição feita no *Aviapp*® *Avian Performance Platform, n.d.* com adaptações de acordo com a rotina de trabalho e os objetivos de cada avaliação.

Em cada pavilhão eram normalmente selecionadas entre quatro e seis aves, representativas do lote e provenientes de diferentes zonas do pavilhão. Sempre que possível, privilegiavam-se aves aparentemente saudáveis e com peso próximo da média do bando, exceto nos casos em que se encontrem vários animais com a mesma sintomatologia, em que se deverão selecionar alguns visivelmente afetados. O intervalo entre a seleção das aves, a eutanásia e a realização da necrópsia era mantido o mais curto possível, idealmente inferior a 30 minutos, de forma a minimizar alterações *post mortem* e garantir uma avaliação macroscópica fiável.

Após a eutanásia, era efetuado um exame externo, seguido da abertura sistemática da cavidade celômica e da avaliação sequencial dos diferentes órgãos e sistemas. As observações eram registadas através de sistemas de classificação padronizados, permitindo a comparação entre lotes e o acompanhamento da evolução do estado sanitário ao longo do ciclo produtivo.

Durante a necrópsia eram avaliados, sempre que aplicável, os seguintes parâmetros:

- Exame externo: dermatite plantar, queimaduras dos tarsos, dermatite de contacto, qualidade da plumagem, lesões da cavidade oral, alterações da traqueia, arranhões cutâneos, queimaduras por amoníaco, coloração das patas, bolhas peitorais e miopatias (*white striping* e *wooden breast*).
- Sistema imunitário: timo, bolsa de Fabricius e baço.
- Sistema locomotor: necrose da cabeça do fémur, alterações da placa de crescimento, discondroplasia tibial, cartilagem destacada, sinovite, tenossinovite, osteomielite, fragilidade óssea, raquitismo e alterações da locomoção.
- Sistema respiratório e cardiovascular: sacos aéreos, aspergilose, ascite, alterações cardíacas e sinais de septicemia.
- Sistema digestivo: coccidiose, disbacteriose, dilatação do proventrículo, erosões da moela, alterações do conteúdo e da parede intestinal, alterações dos cecos, excesso de muco, hemorragias intestinais, enterite necrótica, excesso de biliar, presença de parasitas e outros indicadores de saúde intestinal.

As lesões observadas eram posteriormente classificadas de acordo com a sua presença e/ou gravidade, permitindo a caracterização do estado sanitário do lote, a comparação entre diferentes bandos e a monitorização da sua evolução ao longo do ciclo produtivo.

O microbioma intestinal dos frangos de crescimento rápido: o papel de *Enterococcus cecorum* na saúde intestinal e no desempenho produtivo

André Correia Machado

ICBAS

