

MANUAL DE PRODUÇÃO E SANIDADE AVÍCOLA

COORDENAÇÃO
Hélder Quintas | Ramiro Valentim



MANUAL DE PRODUÇÃO E SANIDADE AVÍCOLA

COORDENAÇÃO
Hélder Quintas I Ramiro Valentim



Um Programa da União Europeia
Ação implementada por Mani
Tese, Asas de Socorro, IMVF
e UNITO

FICHA TÉCNICA

TÍTULO: Manual de Produção e Sanidade Avícola

COORDENAÇÃO TÉCNICA: Helder Quintas e Ramiro Valentim, Centro de Investigação de Montanha do Instituto Politécnico de Bragança;

REVISÃO CIENTÍFICA: Filipa Teixeira Rogrigues (IPB), Daiane Moreira (IFSULDEMINAS)

EDITOR: Instituto Marquês de Valle Flôr (IMVF)

APOIO: Instituto Politécnico de Bragança, Escola Superior Agrária

LOCAL DE EDIÇÃO: Bissau, Guiné-Bissau

1ª EDIÇÃO: outubro de 2023

FINANCIADO POR: União Europeia

FOTOGRAFIAS: Helder Quintas, Óscar Mateus e Adriano Geraldo

DESIGN: Diogo Lencastre

TIRAGEM: 300 exemplares

IMPRESSÃO: Ondagrafe

ISBN: 978-989-35474-1-0

Pode copiar, fazer download ou imprimir os conteúdos desta publicação (utilize papel certificado ou reciclado). Pode utilizar excertos desta publicação nos seus documentos, apresentações, blogs e website desde que mencione a fonte.



Um Programa da União Europeia
Ação implementada por Mani
Tese, Asas de Socorro, IMVF
e UNITO

Esta publicação foi produzida com o apoio financeiro da União Europeia. O seu conteúdo é da exclusiva responsabilidade da Ação Ianda Guiné! Galinhas e não reflete necessariamente a posição da União Europeia.

ÍNDICE

Nota dos editores	5
1. Produção avícola	7
2. Maneio das aves.	25
3. <i>Stress</i> térmico na produção avícola	65
4. Instalações e equipamentos.	91
5. Nutrição e alimentação.	147
6. Produção de alimentos concentrados	213
7. Reprodução nos galináceos	231
8. Comportamento sexual nas aves	271
9. Inseminação artificial.	303
10. Sanidade avícola	323
11. Cálculo do custo de produção de frangos de carne e de ovos	385

NOTA DOS EDITORES

A ação *Ianda Guiné! Galinhas*, um programa da União Europeia implementado pela Mani Tese, Asas de Socorro, Instituto Marquês de Valle Flôr (IMVF) e Universidade de Turim (UNITO), contribuiu para a estruturação da fileira avícola na Guiné-Bissau, promovendo oportunidades de desenvolvimento socioeconómico. O projeto promoveu um programa de avicultura familiar (PAF), abrangendo mulheres e jovens, bem como um programa de assistência sanitária com incidência na formação técnica em avicultura para empreendedores e avicultores familiares, campanhas de vacinação de aves e o apoio à criação de serviços descentralizados através de farmácias veterinárias e uma rede de técnicos de saúde animal comunitários - paraveterinários.

A formação de mulheres e jovens, empreendedores com interesse em desenvolver a avicultura familiar e microempresarial é de extrema importância por vários motivos:

1. **Empoderamento económico:** ao fornecer formação técnica e profissional em avicultura cria-se a oportunidade de empoderamento económico. Isso permite que empreendedores, mulheres, famílias rurais, adquiram habilidades específicas, gerem rendimento e contribuam assim para o desenvolvimento económico das suas comunidades.
2. **Diversificação da economia e resiliência climática:** a formação técnica na avicultura contribui para a diversificação da economia, reduzindo a dependência de setores agrícolas tradicionais, nomeadamente o caju e o arroz. Aumentando a resiliência das comunidades perante os desafios económicos, desde logo com os constrangimentos na exportação de caju, bem como em face aos desafios causados pelas alterações climáticas. A diversificação das atividades agrícolas, incluindo a avicultura, pode aumentar a resiliência das comunidades às mudanças climáticas. A avicultura muitas vezes requer menos recursos hídricos e pode ser mais adaptável a condições climáticas variáveis do que algumas formas tradicionais de agricultura.
3. **Segurança Alimentar:** ao capacitar mulheres e jovens, famílias rurais, empreendedores para trabalhar na avicultura, contribuimos para a segurança alimentar e nutricional. A produção avícola fornece uma fonte estável de proteína animal (carne e ovos), contribuindo para uma melhor nutrição e reduzindo a exposição a períodos de insegurança alimentar.
4. **Desenvolvimento Sustentável:** a formação promove práticas agrícolas sustentáveis, a partir de técnicas assentes na gestão responsável dos recursos naturais. Isso é essencial para garantir uma produção animal ecologicamente viável e socialmente responsável.
5. **Inovação e Eficiência:** a formação capacita os indivíduos a adotar práticas agrícolas inovadoras e eficientes. Isso inclui o uso de tecnologias modernas, métodos de manejo alimentar e sanitário que maximize os resultados.

6. **Promove a Igualdade de Género:** Ao proporcionar oportunidades de formação em avicultura para mulheres, contribuímos para a promoção da igualdade de género. Desafiando estereótipos de género, com oportunidades iguais para homens e mulheres a nível da produção avícola e agrícola.
7. **Combate o êxodo rural:** O envolvimento de jovens na avicultura e pecuária é vital para desacelerar o êxodo rural. Ao fornecer formação e incentivo para os jovens ingressarem nessas atividades, contribuímos para manter e fortalecer as comunidades rurais.
8. **Criação de Empregos Locais e autoemprego:** a formação na avicultura contribui para a criação de empregos locais. Isso é, especialmente, relevante nas áreas rurais, onde o emprego pode ser escasso. O crescimento do setor pode levar à criação de empregos em toda a cadeia produtiva, desde a produção até o processamento e a comercialização.

Assim, a ação *Ilanda Guiné! Galinhas* promoveu três ações de formação técnico-profissionais, coordenadas pelo IMVF, em parceria com o Instituto Politécnico de Bragança – Escola Superior Agrária, com o apoio da Escola de Artes e Ofícios de Quelelé, Bissau, e por fim, com o apoio ativo da Direção-geral de Pecuária do Ministério da Agricultura, Florestas e Desenvolvimento Rural da Guiné-Bissau.

Foram formados 62 avicultores entre 2020 e 2022, para além de outras formações descentralizadas, foi igualmente apoiada a criação de uma rede de três farmácias veterinárias no país, bem como uma associação de paraveterinários – Associação de Paraveterinários da Guiné-Bissau (APAV-GB), que tem colaborado nas campanhas de vacinação integrando a equipa da ação *Ilanda Guiné! Galinhas* e da Direção-geral de Pecuária.

Para todos estes, o presente Manual de Produção e Sanidade Avícola sistematizou os conhecimentos conferidos nas formações ao longo do projeto. Constitui-se como uma ferramenta para avicultores, empreendedores, veterinários, técnicos da Direção de Pecuária, paraveterinários, estudantes de engenharia agronómica, zootécnica entre outras variantes relacionadas com a saúde e produção animal, e todos os interessados no desenvolvimento rural e agronegócio. Este manual permite ao leitor uma visão holística de todo o sector avícola abordando temas que partem da escolha da espécie de ave, passando pelas instalações de manejo até à comercialização do produto final, permitindo uma melhor compreensão de toda a fileira.

Aproveitamos para agradecer o apoio do Óscar Mateus na conceção e implementação dos cursos técnicos avícolas em Bissau, como responsável pela ação sanitária no quadro do projeto, bem como o trabalho de coordenação deste manual realizado pelos professores Hélder Quintas e Ramiro Valentim.

Que este manual possa contribuir para um caminho mais sustentável na avicultura, orientando a transformação dos sonhos de muitos avicultores, designadamente mulheres, em asas que impulsionam a geração de rendimento e contribuem para a segurança alimentar e nutricional na Guiné-Bissau.

1.

PRODUÇÃO AVÍCOLA

JOÃO FERREIRA¹, PAULO AFONSO¹, ARMINDO ALVARO², ÓSCAR MATEUS³

¹ Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal

² Instituto Superior Politécnico do Cuanza Sul, Angola

³ Instituto Marquês Valle de Flôr, Portugal.

1. INTRODUÇÃO

A produção de aves continua a crescer e a industrializar-se em várias regiões do mundo. Na base deste crescimento está o aumento da população humana, do poder de compra e a urbanização.

O melhoramento animal tem permitido criar aves que cumprem objectivos específicos e cada vez mais produtivos, mas que implicam uma gestão especializada. O desenvolvimento e o transporte de alimentos concentrados, o abate e o processamento dos produtos avícolas têm aumentado a segurança e a eficiência produtiva, favorecendo mais as unidades industriais (grande escala) do que os pequenos produtores (pequena e média escala). Estes factores têm impulsionado o desenvolvimento simultâneo das “indústrias” avícola e de alimentos concentrados, juntando-os nas proximidades de importantes centros de produção de matérias-primas ou de mercados finais e integrando-as verticalmente. Uma das consequências desta alteração estrutural foi a contratação dos serviços de criação na fase final da produção de frangos de carne (broilers), possibilitando aos produtores de bandos de média escala aceder à última tecnologia com um baixo investimento inicial.

2. RAÇAS DE GALINHAS

A divisão das galinhas em raças baseia-se no tamanho e na conformação corporal. As variedades são separadas de acordo com a cor da plumagem e o tipo de crista.

As características mais desejadas nas aves de aptidão carne são: bom índice de conversão alimentar, rápido crescimento, crescimento uniforme, empenamento precoce, peito largo, pernas curtas, resistência às doenças e boa pigmentação da pele. Por seu turno, as características mais procuradas nas aves de aptidão ovos são: bom índice de conversão alimentar, boa taxa de postura, ovos com casca dura e uniforme, resistência às doenças e baixa taxa de mortalidade.

2.1. NEW HAMPSHIRE

Raça de origem americana, criada a partir da raça Rhode Island Red. É uma raça de dupla aptidão, pois é uma boa produtora de carne e de ovos (até 200 ovos/ano) (Figura 1.1).



FIGURA 1.1 – Galo e galinha da raça New Hampshire.
(Fonte: Gartenfreuden – Flickr. Licença CC BY 2.0)

A cabeça tem um aspecto vigoroso e a crista é simples, com 5 pontas nos machos. Nas fêmeas, a crista apresenta uma leve inclinação lateral. A pele é de cor amarelada.

2.2. RHODE ISLAND RED

Esta raça resulta do cruzamento de várias raças – Leghorn marron, Cornish e Wyandote). Foi criada nos estados norte-americanos de Massachusetts e Nova Inglaterra. É uma raça de dupla aptidão (Figura 1.2).



FIGURA 1.2 – Galo e galinha da raça Rhode Island Red.
(Fonte: Vitag/Wikimedia Commons. Licença CC BY-SA 3.0)

Possui um corpo largo, profundo e comprido, crista em serra, de tamanho médio, bico córneo avermelhado, plumagem vermelho e cauda preta.

2.3. PLYMOUTH

Trata-se da raça mais antiga. Apresenta várias variedades (Figura 1.3). É utilizada em cruzamentos para produção de frangos de carne.



FIGURA 1.3 – Galo e galinha da raça Plymouth.

(Fonte: Kevin Prichard – Flickr/ Thomas Kriese – Flickr. Licença CC BY-SA 2.0)

Corpo delgado, crista simples, e bem inserida na cabeça, de tamanho médio nos machos e pequeno nas fêmeas. Orelhas e barbela médias e de cor vermelho vivo e pele amarela.

2.4. WYANDOTTE

Animais de dupla aptidão. Porém, devido ao reduzido tamanho do seu ovo e à sua baixa taxa de eclosão não foi usada na formação das actuais linhas produtivas (Figura 1.4).



FIGURA 1.4 – Galo e galinha da raça Wyandotte. Variante prateada e dourada respetivamente.

(Fonte: inra.dist- Flickr/ Sheila Brown. Licença CC BY-SA 2.0)

Tem um corpo arredondado, dando a impressão de um dorso curto, devido ao tipo de plumagem que apresenta.

2.5. JERSEY GIANT

Desenvolvida em Nova Jérsia, é a mais pesada de todas as raças americanas (Figura 1.5). É de dupla aptidão, embora a sua capacidade de postura seja algo limitada. A pigmentação escura das penas que recobrem as partes comestíveis da carcaça resultou na sua depreciação.



FIGURA 1.5 – Galo e galinha da raça Jersey Giant.
(Fonte: DanielPenfield/Fyn Kynd - Flickr. Licença CC BY-SA 4.0)

Possui plumagem preta, bico preto (amarelo apenas na ponta), pele amarela e tarso e dedos pretos.

2.6. AUSTRALORP

Raça de origem australiana. Ainda que seja considerada de dupla aptidão, foi seleccionada para a produção de ovos (Figura 1.6).



FIGURA 1.6 – Galos (Preto e Branco) e galinha da raça Australorp.
(Fonte: Uikitireza/Hagen Graebner/Palauenc05. Licença CC BY-SA 4.0)

Caracteriza-se por uma plumagem completamente preta, crista em serra, brancos vermelhos, pele branca e tarsos e dedos pretos. Existe também a variedade branca.

2.7. CORNISH

Procedente de Inglaterra, caracteriza-se pelo facto dos machos e das fêmeas terem uma conformação semelhante. Esta raça é usada como linha paterna na produção de frangos de carne. As galinhas não são boas poedeiras (Figura 1.7).



FIGURA 1.7 – Galo e galinha da raça Cornish. Variedades diferentes.

(Fonte: Wikimedia Commons. Licença CC BY-SA 4.0)

Possui peito largo, penas fortes, crista do tipo ervilha e pele amarela. Existem variedades de cor preta (original), branca (utilizada na produção industrial de carne de frango) e outras (i.e. *Double-Laced Blue*, *Jubilee*, etc.).

2.8. ORPINGTON

Raça de origem inglesa. São criadas para a produção de carne e raramente para a produção de ovos (Figura 1.8).



FIGURA 1.8 – Galo e galinhas da raça Orpington. Variedades diferentes.

(Fonte: Orpingtonmania/ Ospr3yy/Rex. Licença CC BY-SA 3.0)

São pesadas, de corpo profundo, arredondado e peito desenvolvido. Existem várias variedades: preta, branca, amarela, azul, entre outras.

2.9. SUSSEX

Raça inglesa, destaca-se pela beleza da sua plumagem e por ser uma excelente produtora de carne (Figura 1.9).



FIGURA 1.9 – Galo e galinha da raça Sussex.
(Fonte: Bodlina/Wikimedia Commons. Licença CC BY-SA 4.0)

A variedade ligeira é quase toda branca, com penas preto-esverdeadas nos lados, parte posterior do pescoço e cauda.

2.10. LEGHORN

Raça com uma excelente aptidão para a produção de ovos, tanto quantitativa como qualitativamente (Figura 1.10).



FIGURA 1.10 – Galo e galinha da raça Leghorn.
(Fonte: Wikimedia Commons. Licença CC BY 2.0)

Bico amarelo de comprimento médio, olhos castanho-avermelhados, “brincos” brancos, canelas e dedos amarelos, crista do tipo serra vertical nos machos e com a parte superior caída, lateralmente, nas fêmeas.

3. SISTEMAS DE PRODUÇÃO

A avicultura mundial envolve uma grande variedade de sistemas de produção – da que garante abrigos nocturnos muito rudimentares a sistemas com controlo ambiental, altamente automatizados.

Nos países em desenvolvimento, as instalações, o manejo e a alimentação das raças nativas são muito rudimentares. Aos animais nem sequer é fornecido um abrigo nocturno. Este quando existe é muito rudimentar. Os maneios alimentar e sanitário são mínimos. Eventualmente, os animais podem ser “suplementados” com restos alimentares ou pequenas quantidades de cereais. A selecção natural, a habilidade em encontrar alimentos e em defender-se de possíveis predadores decide a sua sobrevivência, a sua taxa de crescimento e a sua produção de ovos. A produtividade dos genótipos utilizados nestas regiões do globo é geralmente baixa. Contudo, os seus custos de manutenção da actividade avícola são muito reduzidos.

Os sistemas de produção comercial, com variedades melhoradas para a produção de carne (Figura 1.15) ou de ovos, exigem instalações, condições ambientais, nutrição e sanidade muito rigorosas. As aves têm de estar, pelo menos, parcialmente confinadas, pelo que as suas necessidades nutricionais têm de ser asseguradas artificialmente. O pastoreio só existe nos sistemas extensivos (Figura 1.16). Este só permite satisfazer uma parte das necessidades nutricionais das aves.

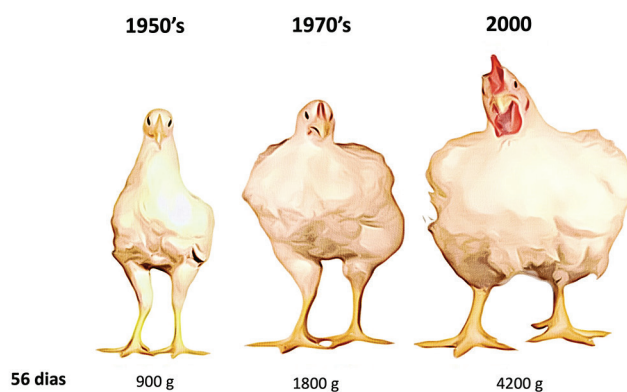


FIGURA 1.15 – Evolução do peso médio de galinhas de aptidão carne (aos 56 dias), entre os anos 1950 e 2000, resultante do melhoramento genético (Segundo Zuidhof et al., 2014).

As variedades comerciais de frangos e de poedeiras possuem elevadas exigências nutricionais em energia e em proteína e não toleram grandes níveis de fibra na sua dieta. Neste sentido, a alimentação das aves é cara, particularmente se a matéria-prima for toda importada. Nos países em desenvolvimento, as limitações à produção de alimentos concentrados para aves resultam numa elevada variedade da sua composição e qualidade.



FIGURA 1.16 – Galinhas criadas em sistema extensivo livre ou protegidas em gaiolas móveis.

Para que as aves possam manifestar o seu potencial genético (produção de carne ou de ovos), as condições ambientais têm de ir ao encontro das suas necessidades fisiológicas. Elas exigem: I) condições físicas adequadas em termos de temperatura e de humidade relativa do ar, dinâmica atmosférica e piso, II) alimentos líquido e sólido de qualidade, III) exposição mínima a doenças e IV) baixos níveis de stress físico ou social.

Nos países em desenvolvimento, as raças nativas formam pequenos bandos que pastoreiam durante o dia e são alojadas à noite em estruturas rudimentares feitas com materiais locais: colmo, madeira, tijolos de barro e/ou bambu (Figura 1.17).



FIGURA 1.17 – Dois tipos de instalações rudimentares para alojar galinhas, construídas com recurso a materiais locais.

A maioria das explorações comerciais de pequena escala trabalha com variedades melhoradas – produção de carne (Figura 1.18) ou de ovos. As instalações são igualmente construídas com materiais locais. Contudo, as aves são criadas em confinamento e alimentadas com alimentos concentrados comerciais. À medida que estas explorações se transformam em unidades de média e larga escala, a importação de materiais, de equipamentos e de tecnologia aumenta. Um dos elementos chave nesta transformação está na incorporação de ventoinhas mecânicas e automáticas.



FIGURA 1.18 – Na avicultura familiar são usadas raças locais, enquanto na avicultura semicomercial ou comercial já são usadas raças/variedades melhoradas.

Independentemente do sistema de produção, o manejo das aves adultas – incubação, criação de pintos e criação de frangos de carne ou de galinhas poedeiras – deve centrar-se na satisfação das suas necessidades fisiológicas. Estas diferem em cada uma das fases de produção: ambiente físico, alimentação, sanidade, relações sociais e comportamento (Figura 1.19).

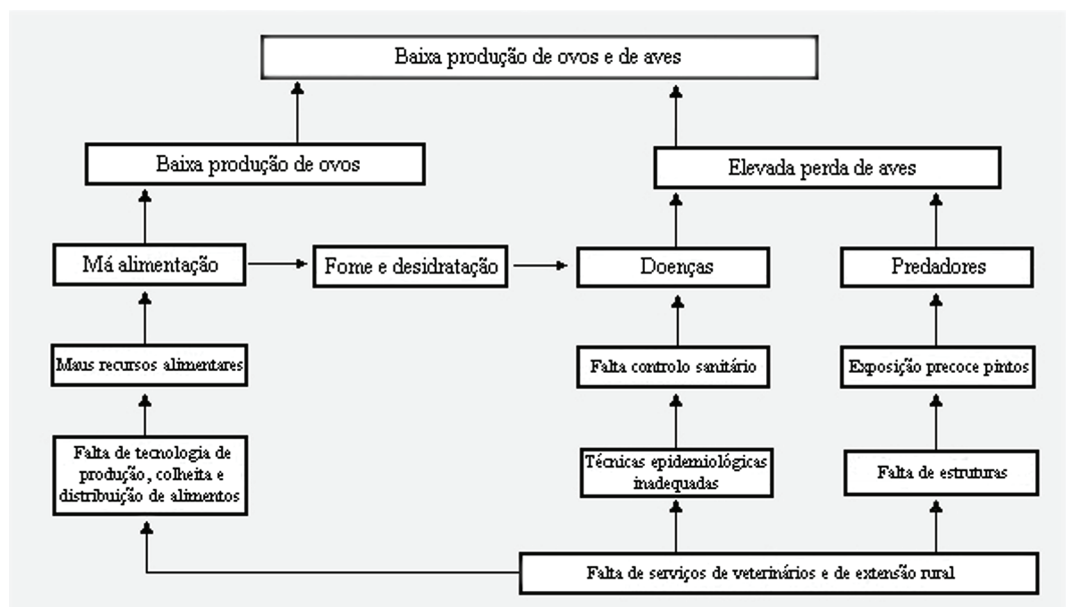


FIGURA 1.19 – Dificuldades ao desenvolvimento da avicultura em África.

3.1. SISTEMAS DE PRODUÇÃO DE FRANGOS

Na produção de frangos de carne existem três sistemas de produção distintos: intensivo, semi-intensivo e extensivo.

3.1.1. SISTEMA INTENSIVO

As explorações intensivas requerem maiores investimentos, tanto de capital como de mão-de-obra. O tamanho dos bandos de aves é normalmente da ordem dos milhares (Figura 1.20). Tal é possível devido aos avanços na investigação da nutrição, da incubação e da sanidade.



FIGURA 1.20 – Pavilhões de produção intensiva.

3.1.2. SISTEMA SEMI-INTENSIVO

No sistema semi-intensivo, o número de aves por bando varia entre 50-200 (Figura 1.21). É a criação em pequena escala. As aves estão confinadas num espaço aberto vedado com arame. Existe um pequeno galinheiro onde as aves podem permanecer durante a noite. O criador fornece praticamente toda a água e alimento sólido e satisfaz as demais necessidades das aves.



FIGURA 1.21 – Instalações de produção semi-intensiva.

3.1.3. SISTEMA EXTENSIVO

Neste sistema as aves são criadas em liberdade, podendo debicar e esgravatar à procura de alimentos (Figura 1.22).



FIGURA 1.22 – Instalações de produção extensiva.

3.1.4. TIPOS DE FRANGOS

Podemos referir o exemplo do Brasil, onde a avicultura produz diferentes tipos de frango: convencional, alternativo, orgânico e caipira ou colonial:

- Frango convencional: frango de exploração comercial, intensiva, utilizando-se linhas comerciais geneticamente selecionadas pela excelente eficiência alimentar e pela elevada taxa de crescimento. A sua alimentação é constituída por ingredientes de origem vegetal e ou animal, sem restrições ao uso de aditivos (microingredientes de alimentação animal), utilizados com base nas especificações dos fabricantes e observando-se os períodos de segurança para animais, homem e meio ambiente.
- Frango alternativo: frango de exploração comercial intensiva, com densidade máxima de alojamento inicial de 13 aves/m², de que resulta uma produção máxima de 30 kg/m² no final do período de criação. A alimentação assenta exclusivamente no uso de ingredientes de origem vegetal e mineral inorgânica. Os aditivos, permitidos com base nas especificações dos fabricantes e observando-se os períodos de segurança, são: pré-bióticos, simbióticos, produtos de exclusão competitiva, imunoestimulantes naturais, extratos de plantas (nutracêuticos), óleos essenciais, ácidos orgânicos, enzimas, adsorventes de micotoxinas, antioxidantes e nucleotídeos. É permitida a utilização de vacinas virais vivas e de vacinas contra a coccidiose.
- Frango orgânico: frango de exploração comercial intensiva e/ou extensiva, cuja alimentação é constituída exclusivamente por ingredientes de origem vegetal, cultivados sem a utilização de fitofármacos e de fertilizantes químicos. Os pintos do dia devem provir de criações orgânicas, as instalações devem garantir o bem-estar animal e a lotação máxima é de 10 aves/m², considerando a área de piso do aviário, e de 5 aves/m², considerando a área de pastoreio/solário. É proibida a utilização de aditivos alimentares.
- Frango caipira ou frango colonial: frango de exploração comercial extensiva com, pelo menos 25 dias de idade, numa área de pastoreio recomendada de 3 m² por ave. A alimentação é constituída por ingredientes exclusivamente de origem vegetal, sendo proibido o uso de aditivos, promotores de crescimento e/ou de eficiência alimentar. As linhas utilizadas são específicas para esse tipo de criação, sendo vedadas as linhas de frangos de carne utilizadas nas explorações comerciais intensivas. O abate dessas aves realiza-se com a idade mínima de 85 dias.

3.1.5. MODELOS DE PRODUÇÃO

No mundo, a produção de frangos de carne engloba três modelos de exploração: independente, vertical e integrado:

- Modelo independente: o avicultor responsabiliza-se por todas as fases da produção, da aquisição dos pintos ao abate dos frangos.
- Modelo vertical: várias fases de produção têm lugar na mesma empresa.
- Modelo integrado: neste modelo existem um integrador (empresa avícola) e vários criadores de aves.

Nos EUA, a produção de aves está geralmente concentrada (num raio de até 120 km) em volta de uma fábrica de alimentos concentrados e de outras estruturas (incubadoras, matadouros, fábricas de processamento) – empresa avícola ou integradora. Estas são proprie-

tárias dos animais e das instalações centrais e tendem a funcionar por turnos, procurando maximizar o uso das suas estruturas. Os custos de instalação de uma fábrica de alimentos concentrados e demais estruturas são de vários milhões de dólares. No Brasil, as empresas avícolas podem ser proprietárias de aviários que alugam aos produtores de aves.

A produção de frangos assenta em contractos assinados entre empresas avícolas e criadores de aves. As empresas avícolas fornecem: animais, gás propano, alimentos, supervisão, apoio técnico e, eventualmente, empréstimos de energia, nos meses mais quentes ou frios do ano. Os criadores de aves entram com os terrenos, instalações, equipamentos, mão-de-obra e custos de operação.

Os criadores de aves recebem em função do peso da carne movimentada, do número de aves produzidas, dos gastos de energia e do índice de conversão alimentar. A competição entre criadores é intensa.

As vantagens e as desvantagens deste sistema de produção (contratualização entre empresas avícolas e criadores de aves) podem ser avaliadas sob diferentes pontos de vista: da empresa avícola, da entidade financiadora e do criador de aves.

As empresas avícolas beneficiam da segurança associada à capacidade de produção, à rápida expansão da empresa, às menores necessidades de capital (reduzidos investimentos em terra, instalações e equipamentos), à capacidade de afectar a produtividade dos criadores (via apoio à gestão) e à maximização da utilização da fábrica de alimentos concentrados e demais estruturas. As desvantagens incluem o assumir temporário (curto prazo) dos riscos associados à diminuição dos preços de mercado e aos criadores menos produtivos. Estas empresas têm vindo a ser pressionadas para assumirem igualmente responsabilidades quanto ao bem-estar animal, à biossegurança e ao impacto ambiental do sector.

A entidade financiadora vê com agrado a diminuição dos riscos de mercado e o apoio de gestão da empresa avícola ao criador. Pelo contrário, desagrada-lhe a falta de equidade entre a empresa avícola e o criador de aves e a dependência da manutenção do contracto para continuar a receber o dinheiro emprestado e os respectivos juros.

Para os criadores, as vantagens comportam uma redução dos riscos associados às oscilações dos preços de mercado, apoio à gestão e um cash-flow previsível. As desvantagens envolvem a perda de possíveis ganhos extraordinários, a partilha ou perda parcial de competências de gestão e a falta de equidade (os animais pertencem sempre à empresa avícola). Sempre que as margens de lucro das empresas avícolas diminuem, estas podem decidir se continuam ou não a fornecer aves ao criador. O criador assume sozinho a responsabilidade da manipulação das aves, do maneio nutricional, da biossegurança e das práticas ambientais.

As empresas avícolas definem as necessidades de localização (bons acessos e áreas de inversão de marcha para camiões de grandes dimensões), o desenho das instalações (acima do nível do solo e com áreas adjacentes regularizadas que possibilitem a utilização de um carregador mecânico, bom isolamento térmico, boa ventilação, boa iluminação) e as especificidades dos equipamentos a utilizar (Figura 1.23). As empresas avícolas preferem as unidades de produção que possuem múltiplas instalações, uma vez que estas permitem baixar os custos de transporte do alimento e de animais e facilitam a gestão eficaz de diferentes bandos. Os criadores de aves têm de ter geradores eléctricos, cuja potência deve garantir as necessidades energéticas de funcionamento das instalações sempre que há cortes temporários no fornecimento de electricidade.

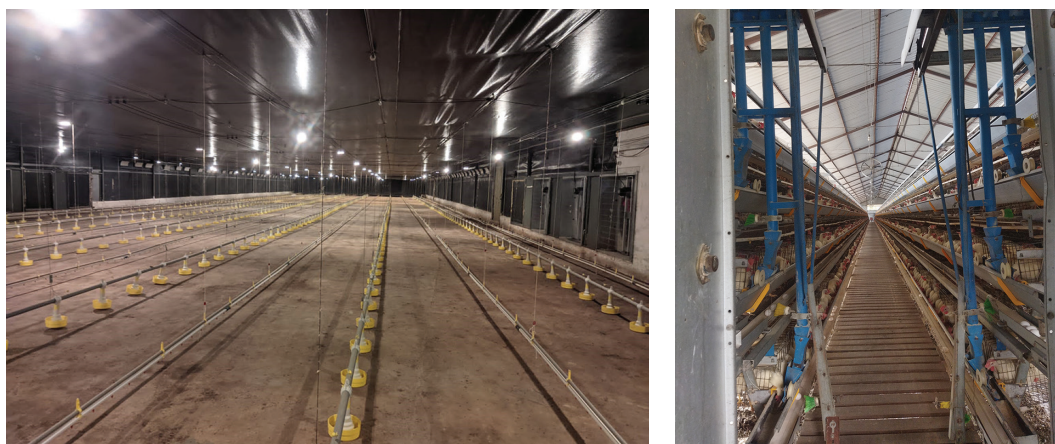


FIGURA 1.23 – Pavilhões para produção industrial de frangos.

O sucesso do criador depende, em grande medida, da eficácia de aplicação do programa de gestão definido pela empresa avícola. Muitos dos criadores gerem empresas familiares. Cabe-lhe gerir de forma independente (se assim o entender) tudo o que não estiver contratualizado: ventilação, gestão dos dejectos, controlo de moscas e de roedores e compostagem de animais que morrem. Tem ainda de verificar, diariamente, os equipamentos mecânicos, ajustar a pressão nos tubos de água e de alimentação, ajustar a ventilação, monitorizar os comedouros e os bebedouros, cuidar da higienização das instalações e dos equipamentos (tractor, máquina de lavar de pressão, pulverizador), verificar o estado de saúde das aves e remover as mortas, encomendar alimento, manter os registos actualizados e preparar a chegada ou a saída de animais.

Nos últimos anos tem-se assistido a uma divisão clara dos sistemas industrializados de produção dos de média escala, abastecendo estes últimos cadeias de valor acrescentado e sistemas de produção extensiva, garantindo o sustento dos criadores e o fornecimento de mercados locais ou de nichos de mercado. A primeira assegura o fornecimento de proteína barata a populações que vivem longe dos centros de produção e a segunda funciona como uma rede de sustento, frequentemente como parte de um portfolio diversificado de fontes de rendimento (Figura 1.24).



FIGURA 1.24 – Pavilhão de produção industrial de frangos (esquerda) e produção de frangos do campo (direita).

Os sistemas de produção tradicionais (pequena escala), rurais e familiares desempenham um papel crucial no suporte da organização social dos países em desenvolvimento, abastecendo as áreas rurais com produtos avícolas e garantido às mulheres uma importante fonte de rendimentos.

3.2. SISTEMAS DE PRODUÇÃO DE GALINHAS POEDEIRAS

A nível mundial, os sistemas de produção de galinhas poedeiras variam fundamentalmente em função das condições de alojamento. Existem essencialmente três sistemas de produção: intensivo, semi-intensivo e extensivo.

3.2.1. SISTEMA INTENSIVO

No sistema intensivo, as galinhas estão alojadas permanentemente em instalações, dentro de gaiolas. O investimento inicial em infraestruturas é elevado, o que constitui um importante constrangimento à produção em pequena escala.

A criação de galinhas poedeiras em gaiolas apresenta várias vantagens: elevadas taxas produtivas (de até 300 ovos/galinha/ano), menores gastos de energia em movimento, melhor taxa de conversão alimentar, reduz o contacto das aves com as fezes, maior facilidade no controlo de doenças parasitárias (nomeadamente, da coccidiose) e menores perdas de animais devido a roubos e predação.

As suas principais desvantagens são: elevado investimento inicial, elevados custos de manutenção, dificuldades acrescidas no controlo ambiental, maiores necessidades de mão-de-obra especializada e maior facilidade na disseminação de doenças infecciosas. Consequentemente, os cuidados de higiene têm de ser reforçados. Nestas condições, os sinais de doença tendem a ser mais discretos, ou seja, mais difíceis de identificar. As condições de alojamento podem causar elevados níveis de stress, aumentando os casos de doenças metabólicas, esqueléticas, articulares e psicológicas (incluindo picassismo e canibalismo). Nos últimos anos têm vindo a ser desenvolvidas gaiolas melhoradas com vários equipamentos – poleiros, ninhos e caixas para banhos de areia –, que favorecem a expressão de vários tipos de comportamento naturais.

3.2.2. SISTEMA SEMI-INTENSIVO

No sistema semi-intensivo, as galinhas dispõem de uma área coberta e outra ao ar livre. Neste sistema de produção, o investimento inicial é moderado. As condições de alojamento causam menos stress, uma vez que as aves dispõem de mais espaço e de equipamentos que lhes permitem manifestar muitos dos seus comportamentos naturais. A dieta das aves pode ser suplementada com plantas forrageiras. Os custos de mão-de-obra tendem a ser moderados e esta está normalmente envolvida em operações de manutenção das instalações e dos equipamentos e no manejo das aves.

As principais desvantagens são: taxas produtivas intermédias (150 ovos/galinha/ano), taxa de conversão alimentar intermédia, gastos intermédios de energia em movimento, maior contacto com as fezes e aumento da percentagem de ovos postos no solo.

3.2.3. SISTEMA EXTENSIVO

No sistema extensivo, ou sistema de pastoreio, as galinhas passam parte do tempo ao ar livre. Os custos de instalação são reduzidos, uma vez que as galinhas são criadas ao ar livre, numa área de pastoreio limpa. Este sistema de produção é o preferido da generalidade dos consumidores.

O sistema de produção extensivo de galinhas poedeiras é o menos exigente em termos de mão-de-obra. Adicionalmente, os custos com a alimentação tendem a reduzir-se. Esta assenta no consumo de plantas espontâneas ou cultivadas. Todavia, a suplementação alimentar continua a ser necessária e deve ser adaptada a cada situação. Neste sistema de produção podem ser usadas raças nativas, menos produtivas, mas melhor adaptadas às condições edafo-climáticas locais.

As principais desvantagens são: menores taxas produtivas (60-70 ovos/galinha/ano), maiores gastos de energia em movimento, menor taxa de conversão alimentar, maiores níveis de stress causados pelas condições climáticas e pelos predadores e aumento das perdas por roubo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AMIBA, 2022a. Raça Amarela. In: <https://www.amiba.pt/index.php?idm=12> (Consultado a 30/05/2022)
- AMIBA, 2022b. Raça Branca. In: <https://www.amiba.pt/index.php?idm=12> (Consultado a 30/05/2022)
- AMIBA, 2022c. Raça Pedrês portuguesa. In: <https://www.amiba.pt/index.php?idm=12> (Consultado a 30/05/2022)
- AMIBA, 2022d. Raça Preta Lusitânica. In: <https://www.amiba.pt/index.php?idm=12> (Consultado a 30/05/2022)
- Butolo, J.E., 2002. Novos padrões de produção avícola. In: III Simpósio Brasil Sul de Avicultura, Chapecó, Santa Catarina, Brasil, 48-54.
- CAP e DGAV, 2021. Catálogo oficial de raças autóctones portuguesas. DGAV, Lisboa, Portugal, 256 pp..
- Carolino, I., Lopes, S., Silva, F.S., Sousa, C.O., Almeida, J., Carolino, N., 2014. Galinhas de raças autóctones e a sua importância na agricultura sustentável. Caderno Técnico, Voz do Campo, Set./Out., 22-23 pp..
- Cuéllar, J.A.S., 2021. Poultry production systems. Veterinária Digital. In: <https://www.veterinariadigital.com/en/articulos/poultry-production-systems-and-facilities-in-laying-hens/> (Consultado a 31/05/2022).
- DGAV, 2013. Raças autóctones portuguesas. DGAV, Lisboa, Portugal, 335 pp..
- Glatz, P., 2008. Poultry housing and management in developing countries. Incubation and hatching. In: Poultry development review. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma, Itália, 3 pp..
- Hernández, M.A., 2020. Chicken breeds and productivity. Veterinária Digital. In: https://www.veterinariadigital.com/en/articulos/chicken-breeds-and-productivity/#Leghorn_White (Consultado a 30/05/2022).
- Lopes, J.C.O., 2011. Avicultura. In: Técnico em Agropecuária, Red e-Tec Brasil, Florianópolis, Brasil, 94 pp..
- Nelson, M., 2011. The complete guide to poultry breeds everything you need to know explained simply. Atlantic Publishing Group Inc., Ocala, EUA, 288 pp..
- Rhodes, J.L., Tommons, J., Nottingham, J.R. e Musser, W., 2011. Broiler production management for potential and existing growers. University of Maryland Extension Poultry, Maryland, EUA, 20 pp..
- Zuidhof, M.J., Schneider, B.L., Carney, V.L., Korver, D.R. e Robinson, F.E., 2014. Growth, efficiency, and yield of commercial broilers from 1957, 1978, and 2005. Poultry Science, 93, 1-13.



2.

MANEIO DAS AVES

JOÃO FERREIRA¹, RAMIRO VALENTIM¹, HÉLDER QUINTAS¹

¹ Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal.

A avicultura é uma actividade que consiste na criação de galinhas, de perus, de patos e de gansos. O manejo aplicado às aves depende, entre outros factores, da espécie, da aptidão – carne, ovos reprodutores – e do produto final pretendido.

Na natureza, as galinhas têm uma longevidade média superior a 6 anos. No primeiro ano de vida, elas conseguem pôr 300 ovos por ano. Todavia, a partir desta idade, a sua produtividade começa a diminuir. Nos sistemas de produção intensiva, as galinhas com cerca de um ano de idade são refugadas. Nos sistemas de produção divagante (*free-range*), as galinhas podem ser induzidas a entrar num segundo ciclo de postura. Estes dois sistemas de produção competem pela preferência dos consumidores com preocupações ecológicas. Os apologistas dos primeiros defendem que os sistemas de produção intensiva são particularmente produtivos, poupando nos recursos alimentares e na ocupação do território. Por outro lado, eles afirmam que os elevados níveis de controlo ambiental das instalações garantem às aves as melhores condições de conforto. Os segundos advogam que os sistemas de produção intensivo têm um grande impacto ambiental, que podem estar na génese de diversos riscos de saúde e que não respeitam o bem-estar animal.

A produção de aves pode ser dividida em vários períodos: incubação, pós-eclosão, criação, recria, postura e, eventualmente, segundo ciclo de postura.

1. PREPARAÇÃO DA PRODUÇÃO

O transporte e a recepção dos pintos do dia devem ser cuidadosamente planificados, de modo a prevenir a sua desidratação e elevados níveis de stress. Antes de se dar início a uma actividade, as instalações devem ser cuidadosamente higienizadas, desratizadas e desinfestadas a fim de garantirem as melhores condições sanitárias. No mesmo sentido, os equipamentos (lâmpadas, aquecedores, ventiladores, comedouros, bebedouros, entre outros) devem ser devidamente higienizados. A cama antiga, os restos de comida e as penas soltas devem ser removidos para um lugar distante do pavilhão/galinheiro (Figura 2.1). De seguida, as instalações (piso, paredes, tecto e telas) e os equipamentos fixos devem ser lavadas com água sob pressão (com sabão ou detergente) e desinfectadas. Os equipamentos móveis devem ser lavados, desinfectados e expostos ao sol. Os desinfectantes mais usados são os compostos à base de quaternário de amónia e hipoclorito de sódio ou de cálcio, glutaraldeído, iodo e soda cáustica. Deve ainda ser respeitado um período de vazio sanitário de cerca de 2 semanas.



FIGURA 2.1 – (a) A higienização das instalações é importante independentemente do sistema de produção. (b) Pavilhão, (c) comedouros e bebedouros preparados para recepção de novo lote.

Posteriormente deve ser colocada uma nova cama e serem reintroduzidos os equipamentos e os materiais, depois de testados e devidamente higienizados. Nos sistemas de produção no solo, a escolha do material da cama é muito importante, uma vez que ela condiciona o conforto das aves. A cama tem como principais funções reduzir o impacto e o atrito das aves com o solo e absorver a humidade do ar, das perdas de água dos bebedouros e dos dejectos. A qualidade da cama depende do material, tamanho da partícula, espessura, distribuição, grau de isolamento, capacidade de absorção de humidade, ausência de toxinas, entre outros aspectos. As principais características do material a usar na preparação de uma boa cama são: estar disponível na região, ser barato e ser absolve. Pode ser utilizado serrim, aparas de madeira, sabugo de milho triturado, casca de arroz e de amendoim, palha, etc. Uma cama feita com aparas de madeira é mais eficaz do que uma cama feita com serradura fina. A cama deve ter cerca de 4-12 cm de espessura.

1.1. ESCOLHA DOS PINTOS

O lote inicial de pintos do dia deve ter origem num bando único de galinhas reprodutoras. Este deve ser de elevada qualidade. A qualidade depende da interacção entre a genética, o manejo, a saúde e a nutrição da mãe. Depende ainda do manejo do ovo (postura, armazenamento, incubação e eclosão). Os pintos devem ter a genética pretendida, boa procedência e serem saudáveis. Devem mostrar-se alerta e activos, apresentar olhos brilhantes, umbigo bem cicatrizado e ter tamanho e cor uniformes. Não devem apresentar malformações (Figura 2.2). Ao piar, eles devem revelar o seu bem-estar. De preferência devem já chegar vacinados contra as principais doenças da região.



FIGURA 2.2 – Pintos do dia e verificação individual do estado de saúde.

1.2. ILUMINAÇÃO

Os pintos do dia devem ser sujeitos a um fotoperíodo de 23 horas. Uma boa iluminação (em termos de duração, de intensidade e de uniformidade) facilita a procura e promove a ingestão voluntária de alimentos. O rápido início da ingestão de alimentos promove a mobilização dos nutrientes presentes no saco vitelino e o crescimento da imunidade dos pintos.

Depois do 3-4º dia de idade, a intensidade luminosa deve ser gradualmente reduzida para os 0,5-1 lux ao nível dos comedouros.

1.3. ALIMENTAÇÃO

Tanto na produção de frangos de carne como na de ovos, cerca de 50-70% dos custos de produção resultam da alimentação das aves. Neste sentido, é essencial evitar toda e qualquer forma de desperdício de alimentos. Este pode resultar da sobrealimentação, da subalimentação ou da selecção dos alimentos feito pelos animais.

Os animais devem ter sempre água à disposição. Quanto aos alimentos sólidos, alguns autores defendem a sua distribuição *ad libitum* e outros que esta deve ser feita em vários momentos do dia. Todavia, não existe um consenso relativamente à criação de uma rotina diária de distribuição de alimentos sólidos.

O alimento concentrado comercial a administrar deve satisfazer todas as necessidades nutricionais das aves, as quais variam de acordo com a genética, as condições individuais (idade, sexo, estado de saúde, momento do ciclo de produção), as condições climáticas e as interacções sociais. Por seu turno, a escolha do alimento concentrado comercial deve ter em conta a sua qualidade e o seu preço.

Nos primeiros 5-7 dias de vida, os pintos podem ser alimentados usando pratos ou tabuleiros. Porém, os pintos tendem a subir para estes recipientes e a andar sobre o alimento, esgravatam e defecando sobre ele. O desperdício é evidente. Este problema pode ser minorado distribuindo menos alimento, mas mais vezes ao dia. Em alternativa, podem ser usados comedouros especialmente concebidos para evitar que os pintos subam para eles (Figura 2.3).



FIGURA 2.3 – Comedouros desenhados e colocados de modo a evitar que os pintos subam para eles.

O crescimento dos pintos é fortemente condicionado pelo acesso à água e ao alimento sólido. Neste sentido, é frequentemente recomendado que eles tenham acesso *ad libitum* à água e ao alimento sólido. Os pintos não devem ter de andar mais de 2 metros para comer ou beber e idealmente não devem ter de se afastar mais de 1 metro da fonte de calor.

1.4. CONTROLO DO CRESCIMENTO

A digestibilidade dos alimentos, a qualidade dos ingredientes e as condições ambientais variam diariamente, afectando o valor nutricional da dieta fornecida e o crescimento dos pintos. Este deve ser monitorizado periódica (semanalmente) através da avaliação do peso corporal médio do bando e da uniformidade deste parâmetro. Devem ser pesados 2% das aves que compõem o bando. Embora seja frequentemente recomendado que se pesem animais localizados em diferentes partes das instalações ou compartimentos, este procedimento, que consome mais tempo, nem sempre aumenta a precisão dos resultados. Os valores encontrados devem ser sempre comparados com os indicados pelas empresas que produzem a genética. Na verdade, eles ditarão o plano de distribuição dos alimentos.

As pesagens podem ser feitas com recurso a balanças manuais ou automáticas. Nas balanças automáticas, as aves sobem voluntariamente para a plataforma de pesagem e o peso é registado automaticamente. Estas balanças causam menos stress aos animais, uma vez que eles não são manuseados. O *software* das balanças permite programa-las para não registarem pesos inferiores ou superiores em 50% ao peso médio do bando. Desde modo previne-se o registo do peso de aves que têm simultaneamente uma pata na balança e a outra no solo ou a pesagem conjunta de duas aves. Alguns estudos comportamentais permitiram verificar que alguns animais tendem mais a subir para as balanças do que outros, o que pode enviesar o resultado final. Nas pesagens manuais, as aves podem ser pesadas individualmente ou conjuntamente em caixas (5-6 aves). Ao que tudo indica, os resultados tendem a ser idênticos. A pesagem na caixa parece induzir níveis de stress mais baixos. Contudo, após a realização de várias pesagens, o peso da caixa tende a aumentar devido à acumulação de fezes, o que reduz a precisão da uniformidade.

1.5. CONDIÇÕES AMBIENTAIS

Nas 3-6 primeiras semanas de vida, as aves necessitam de ter acesso a uma fonte suplementar de calor, uma vez que elas são incapazes de ajustar ou regular a sua temperatura interna (Figura 2.4).

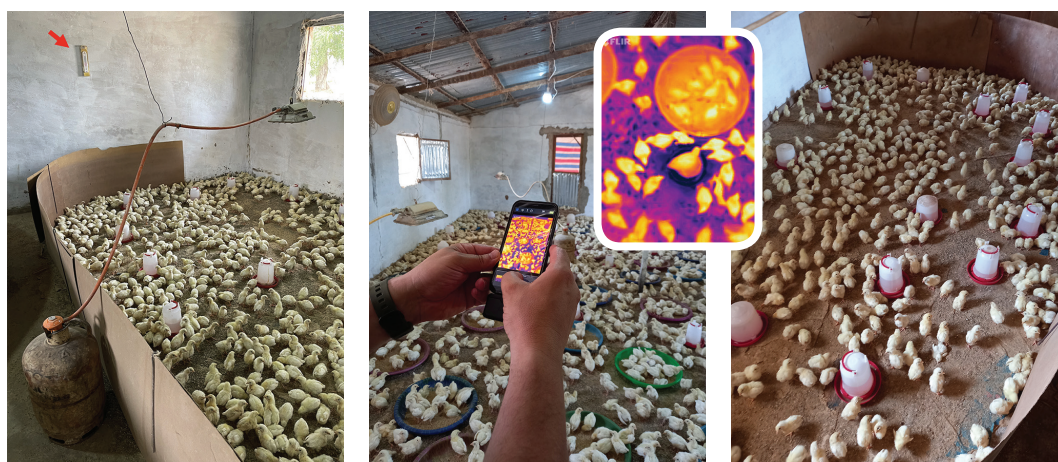


FIGURA 2.4 – Exemplo de fonte suplementar de calor para pintos. Monitorização da temperatura (ver seta), controlo da distribuição e comportamento dos pintos

Este aquecimento externo permite-lhes crescer normalmente. Tanto as elevadas temperaturas com as baixas temperaturas do ar reduzem a taxa de crescimento e podem causar a morte.

QUADRO 2.1 – Temperaturas da lâmpada de aquecimento para se obterem temperaturas aparentes equivalentes sob vários teores de humidade relativa do ar (Barroeta *et al.*, 2014)

Idade (dias)	Objectivo		Temperatura da lâmpada de aquecimento				
	Temperatura (°C)	Humidade (%)	40%	50%	Ideal		
					60%	70%	80%
1	30	60-70	36,0	33,2	30,8	29,2	27,0
3	28	60-70	33,7	31,2	28,9	27,3	26,0
6	27	60-70	32,5	29,9	27,7	26,0	24,0
9	26	60-70	31,3	28,6	26,7	25,0	23,0
12	25	60-70	30,2	27,8	25,7	24,0	23,0
15	24	60-70	29,0	26,8	24,8	23,0	22,0
18	23	60-70	27,7	25,5	23,6	21,9	21,0
21	22	60-70	26,9	24,7	22,7	21,3	20,0
24	21	60-70	25,7	23,5	21,7	20,2	19,0
27	20	60-70	24,8	22,7	20,7	19,3	18,0

Antes dos pintos entrarem nas instalações (cerca de 24 horas antes), estas devem ser aquecidas e estabilizadas no que diz respeito à temperatura e aos teores de humidade relativa do ar (Quadro 2.1). O aquecimento das instalações deve ser o mais uniforme possível. Há quem crie nas instalações espaços, delimitados por paredes de cartão, de madeira contraplacada, de metal ou de fibra, onde são colocados os pintos. Há ainda quem utilize parques redondos (de modo a evitar que os pintos se amontoem nos cantos e se matem) delimitados por paredes (20-30 cm de altura), cuja área interior pode ser aumentada à medida que os pintos crescem. Para 500 pintos, o diâmetro do parque deve ser de 3,5 metros. Para 200 pintos, o diâmetro deve ser de 2 metros. Os parques previnem a dispersão dos pintos, reduzem a incidência de correntes de ar e diminuem os custos de aquecimento.

Nas instalações onde são colocados os parques, a temperatura do ar deve rondar os 25°C. No centro destas estruturas deve ser colocado um aquecedor, a uma altura que garanta, ao nível dos pintos, uma temperatura próxima dos 30°C. Devem existir ainda comedouros e bebedouros, uniformemente espalhados (de preferência alternadamente), de modo a não bloquearem o acesso ao aquecedor (Figura 2.5). Os comedouros e os bebedouros devem estar nivelados e à altura adequada ao tamanho dos pintos.

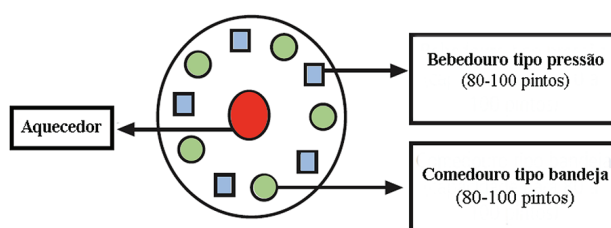


FIGURA 2.5 – Preparação do círculo de protecção (Segundo Lopes, 2011).

Nas instalações devem existir termómetros para medir a temperatura do ar. Alternativamente, deve-se observar atentamente o comportamento dos pintos (Figura 2.6), particularmente nas primeiras horas de vida.

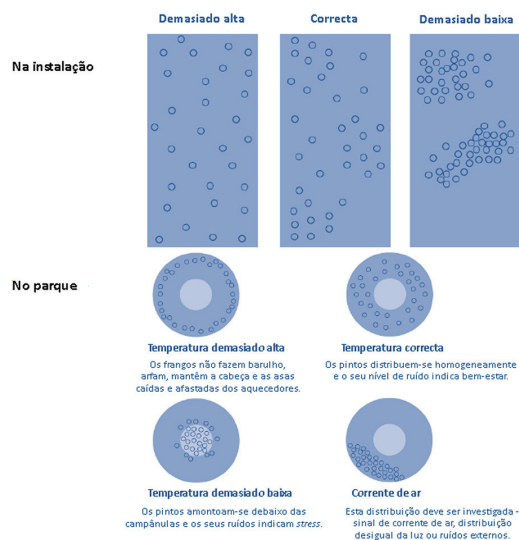


FIGURA 2.6 – (a) Comportamento dos pintos em resposta à temperatura e à existência de correntes de ar nas instalações e nos parques (Segundo Barroeta et al., 2014); (b) distribuição de um lote de pintos com frio; e (c) pintos bem distribuídos a alimentarem-se e a ingerir água. Indicação de um bom controlo interno da temperatura do aviário.

Uma semana depois dos pintos nascerem, a temperatura do ar deve diminuir progressivamente, cerca de 3-5°C por semana, até aos 21°C. Alguns criadores reduzem a temperatura do ar até aos 16°C para estimular o empenamento. Porém, esta prática eleva igualmente o consumo de alimento em 5-10%.

Nos primeiros 3 dias de vida, os teores de humidade relativa do ar devem ser de 60-70%. Posteriormente, estes devem diminuir para cerca de 50%. Se for necessário aumentar os teores de humidade relativa do ar pode-se, por exemplo, colocar recipientes abertos com água dentro das instalações, mas inacessíveis aos pintos.

As instalações devem ser devidamente ventiladas (sem criar correntes de ar), de modo a renovar o ar, manter o balanço de oxigénio, de dióxido de carbono e de humidade e eliminar os gases nocivos, nomeadamente de monóxido de carbono, resultante do funcionamento de aquecedores a propano. Até ao 5º dia de vida, a necessidade de ventilar as instalações é muito reduzida. Posteriormente, pode ser necessário aumentar os níveis de ventilação. O comportamento dos pintos deve ser cuidadosa e regularmente observa-

do. A sua distribuição na instalação e de baixo das campânulas de aquecimento revela o seu grau de bem-estar.

Um dos sinais mais característico de stress térmico é a alteração da viscosidade das fezes. Elas tornam-se mais viscosas e aderem às penas que rodeiam a cloaca. Todavia, este sinal também pode resultar de uma infecção bacteriana, por exemplo, por *Escherichia coli*.

1.6. PROGRAMA SANITÁRIO

Os pintos devem ser tratados com um coccidiostático para prevenir a coccidiose. Esta doença, causada por um protozoário que parasita as células intestinais, pode ainda ser prevenida através da vacinação das aves. Os pintos devem ainda cumprir o plano de desparasitações e de vacinações definido pelo médico veterinário assistente.

1.7. SEXAGEM

A sexagem é uma técnica particularmente importante nas aviculturas que utilizam híbridos. A nível industrial hoje existem equipamentos automatizados para sexagem in ovo (Figura 2.7). Após a eclosão, pode ser realizada quando os pintos têm um dia de idade. Existem três métodos de sexagem dos pintos – observação da cloaca (método japonês), instrumental e auto-sexagem.



FIGURA 2.7 – Equipamento automático para sexagem in ovo.

O método de observação da cloaca é muito popular e consiste na observação do órgão sexual rudimentar (Figura 2.8). No caso dos machos deve-se visualizar três saliências, em forma de feijão, na cloaca. No caso das fêmeas verifica-se a ausência da protuberância central (Quadro 2.2).

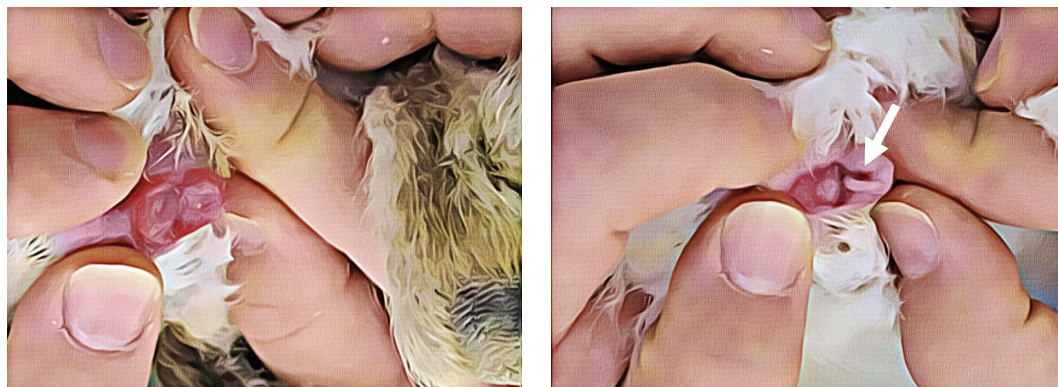


FIGURA 2.8 – Sexagem de pintos por observação da cloaca: fêmea (esquerda) e macho (direita; seta indica a protuberância central).

QUADRO 2.2 – Características da eminência genital segundo o sexo das aves (Ghosh e Samanta, 2008)

Caracteres	Macho	Fêmea
Elasticidade da eminência genital	Mais elástica	Menos elástica
Limite e contorno na eminência genital	Limite e contorno distinto	Limite e contorno não distinto
Cor e brilho da eminência	Brilho distinto	Transparente, a cor não difere das demais partes da cloaca
Posição da eminência	Muito mais saliente	Mais interior

A sexagem pode ser feita com o auxílio de um equipamento constituído por uma estrutura tubular dotada de lentes de ampliação e de uma luz – proctoscópio (Figura 2.9). Uma das suas extremidades é inserida na cloaca do pinto, permitindo visualizar com maior facilidade (ampliação de 3-5 X) o órgão sexual rudimentar. A desvantagem da utilização deste equipamento é a sua maior lentidão, quando comparada com a observação a olho nu.

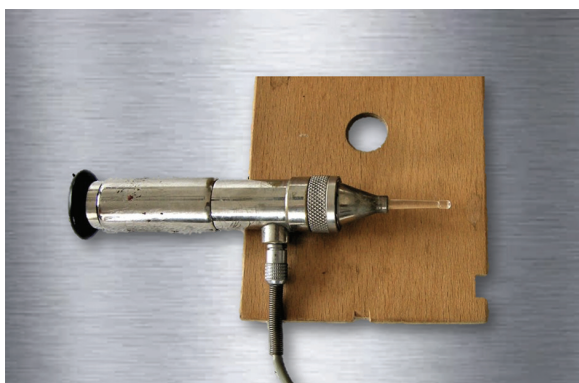


FIGURA 2.9 – Equipamento para sexagem dos pintos por observação da cloaca.

Mais recentemente foi desenvolvido um equipamento de sexagem de pintos – endoscopia (Figura 2.10). No caso dos machos, ele permite a visualização de ambos os testículos. No caso das fêmeas, ele apenas possibilita a visualização clara do ovário esquerdo. A eficácia deste equipamento é igual à da observação do órgão sexual rudimentar.

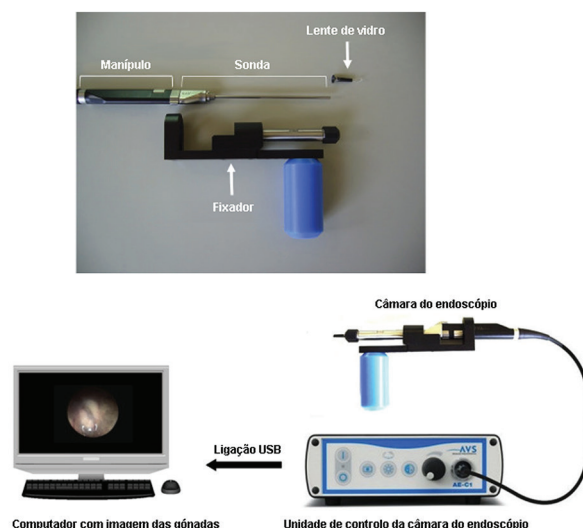


FIGURA 2.10 – Equipamento para sexagem dos pintos por endoscopia da cloaca
(Otsuka et al., 2016. Licença: CC BY-NC-ND 4.0).

A auto-sexagem baseia-se na observação de características morfológicas que diferem entre machos e fêmeas (ditadas pelos cromossomas sexuais), como, por exemplo, a cor da plumagem ou das patas. Por exemplo, do cruzamento Rhode Island Red x Barred Plymouth Rock nascem pintos listados e pintas de cor preta. Do cruzamento Rhode Island Red x Light Sussex nascem pintos de cor prateados e pintas de cor dourada (Figura 2.11). Contudo, a maioria das estirpes de galinhas não têm penas com características ditadas pelos cromossomas sexuais.

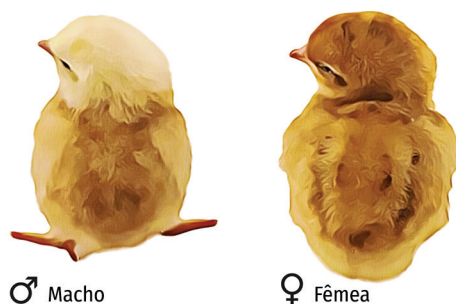


FIGURA 2.11 – Pintos com diferentes plumagens à eclosão de acordo com a raça/estirpe e o sexo. Ilustração de Pintos Rhode Island Red x Light Sussex.

A sexagem dos pintos do dia pode ainda ser feita através da velocidade de crescimento das penas. Esta tende a ser ligeiramente mais rápida nas fêmeas do que nos machos. Mais, nas fêmeas, o crescimento das penas primárias das asas é mais rápido do que as de cobertura (Figura 2.12). Porém, a sexagem baseada nesta característica é difícil de identificar em pintos de raças de crescimento rápido.

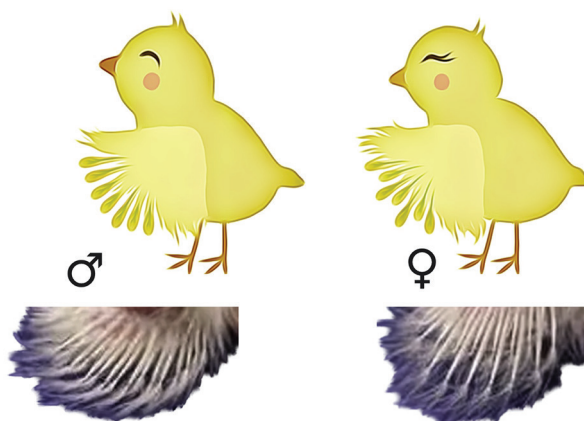


FIGURA 2.12 – Sexagem de pintos através da velocidade de crescimento das penas.

Independentemente do método utilizado, a sexagem dos pintos não é 100% eficaz. Todos os métodos apresentam dificuldades de execução que limitam a sua aplicação em pequenas aviculturas. Assim, por exemplo, a sexagem feita através da observação da cloaca é dificultada pelo facto de os órgãos sexuais estarem dentro do corpo e serem difíceis de distinguir. Mais, nas aves, o órgão copulador pode ter mais de 15 formas diferentes, o que torna difícil separar os machos das fêmeas. O treino de um sexador é sempre difícil, demorado e dispendioso. Em última instância, o sucesso da sexagem depende da experiência do operador.

Nas pequenas aviculturas, o melhor método de sexagem dos pintos consiste em deixá-los crescer até eles manifestarem os seus caracteres sexuais secundários. Ela deve ser feita quando as aves têm 4-6 semanas de idade. Nos machos, as cristas e os barbilhões desenvolvem-se mais e a cabeça torna-se mais angulada e masculina. As fêmeas são mais pequenas e adquirem uma morfologia mais feminina.

1.8. CORTE DOS DEDOS

Para que na idade adulta os galos não firam as galinhas durante a cópula, alguns avicultores procedem ao corte de um ou dois dedos dos pintos do dia (Figura 2.13), imediatamente atrás das unhas. Este procedimento pode ainda ser usado para evitar que os galos se firam uns aos outros durante as suas disputas.

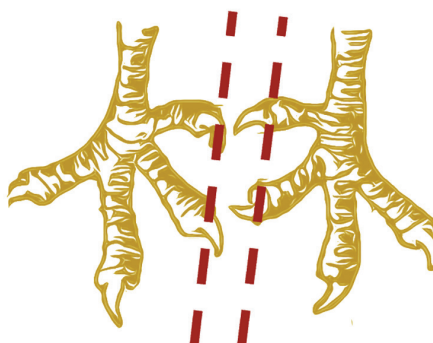


FIGURA 2.13 – Local de corte de dois dedos (Segundo Leeson e Summers, 2009).

O corte dos dedos deve ser feito com o auxílio de um equipamento de corte do bico, uma vez que ele realiza o corte e promove a cauterização das feridas. Porém, esta operação pode ser feita com recurso a uma tesoura normal (risco elevado de hemorragia). Nas aldeias, as pontas afiadas das garras e dos esporões são desbastados com materiais abrasivos. Trata-se sempre de um procedimento doloroso.

1.9. IDENTIFICAÇÃO DAS AVES

Algumas aves reprodutoras têm de ser identificadas individualmente, para melhor se avaliar o seu desempenho. A identificação das aves (Figura 2.14) pode ser feita através da colocação de bandas nas asas ou nas patas (i.e., anilhas). As bandas de asa são fixadas ao tecido da asa. As bandas nas patas têm de ser apertadas em volta do metatarso (acima da pata). As bandas nas asas podem ser colocadas na altura da eclosão. As bandas nas patas não podem ser aplicadas antes das 12 semanas de idade, devido ao rápido aumento do diâmetro dos membros inferiores.

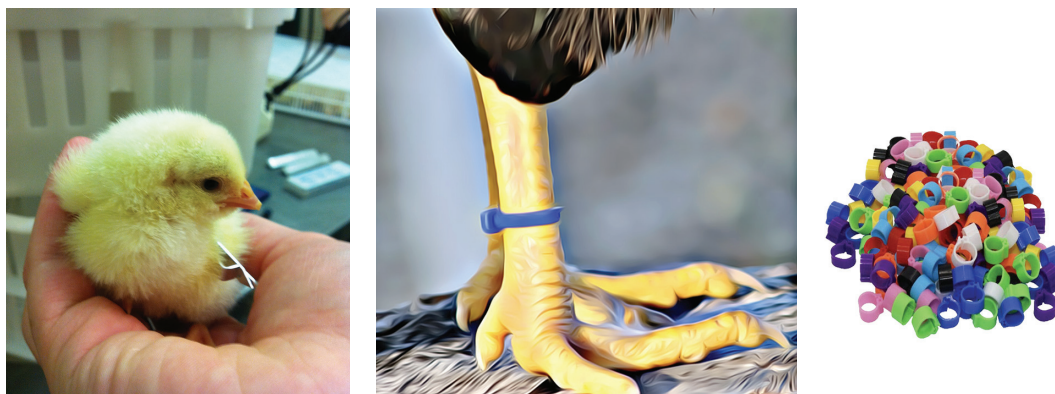


FIGURA 2.14 – Bandas para identificação colocáveis nas asas (esquerda) ou nas patas (direita).

(Fonte: Creigpat /Wikimedia Commons. Licença CC BY-SA 4.0)

2. DURANTE A PRODUÇÃO

Os pintos do dia devem chegar cedo às instalações. Nessa altura, eles devem ser pesados. Devem dispor de imediato de água e, cerca de 1-2 dias depois, devem ter acesso a alimento sólido. É aconselhável misturar na água vitaminas anti-stress, açúcar (1 kg/25 litros de água) e electrólitos.

A higiene é um aspecto fulcral da criação de aves. Eis algumas das regras básicas que devem ser cumpridas:

- Antes de entrar nas instalações, os tratadores de animais, se estiveram em contacto com outras aves, devem tomar banho e mudar de roupa e de sapatos;
- Os carros dos funcionários e dos visitantes devem ser deixados num parque de estacionamento localizado longe dos pavilhões;
- Antes de entrarem em qualquer edifício da avicultura, funcionários e visitantes devem passar o calçado por um pedilúvio;
- Os visitantes não devem entrar nas instalações das aves. Se for estritamente necessário devem tomar banho e vestir equipamento de protecção individual. Não devem visitar vários pavilhões sem mudarem de equipamento de protecção individual.
- Os diferentes pavilhões/galinheiros devem estar afastados uns dos outros;
- Tapar todas as entradas nos pavilhões/galinheiros de modo a impedir a entrada de aves, de predadores silvestres, de ratos, de cobras e de animais de companhia;
- Cada pavilhão/galinheiro deve ter à entrada um pedilúvio;
- O tratador de animais deve cuidar apenas dos animais presentes numa das instalações/galinheiro;
- Os instrumentos e equipamentos são de uso exclusivo de cada pavilhão/galinheiro;
- Os bandos/lotos devem ser constituídos preferencialmente por aves da mesma idade e com a mesma origem;
- As aves doentes devem ser imediatamente sacrificadas. As mortas devem ser rapidamente retiradas das instalações/galinheiros. Devem ser enterradas (a pelo menos 1 metro de profundidade), depois de cobertas com cal viva, incineradas ou recolhidas por uma empresa especializada. Sempre que possível deve-se fazer a necropsia dos cadáveres;
- Os sacos de alimento concentrado comercial devem ser armazenados afastados dos pavilhões/galinheiro;
- Desratizar e desinfestar periodicamente e sempre que necessário as instalações;
- Remover as ervas daninhas à volta das várias instalações;
- Não devem existir aves estranhas soltas nas imediações do pavilhão/galinheiro. Não misture nunca galinhas mais velhas no bando/ lote de galinhas jovens;
- Os dejectos devem ser removidos para locais afastados dos pavilhões/galinheiro. Nunca os depositar próximo de qualquer instalação.

A alimentação deve ser devidamente balanceada e distribuída na quantidade estritamente necessária. A ingestão de alimento deve ser estimulada, por exemplo, mantendo as aves sob um regime luminoso de “dias longos”. Diariamente deve-se controlar o consumo de alimentos e a mortalidade. Uma determinada percentagem de aves ($\approx 10\%$)

devem ser semanalmente pesadas e os pesos devem ser usados na elaboração de um histograma ou de uma tabela que deverá incluir ainda o consumo de água e de alimento sólido, o índice de conversão alimentar e a taxa de mortalidade. As aves mortas devem ser sujeitas a necropsia para melhor diagnosticar as causas de morte e definir o tratamento e as medidas sanitárias mais eficazes. As aves devem ser sujeitas a um programa previamente estabelecido de vacinações e de desparasitações. As camas húmidas devem ser substituídas de modo a prevenir danos sobre equipamentos e materiais e problemas de saúde para as aves.

O acompanhamento do crescimento e da produção de ovos permite planificar a comercialização de frangos, de ovos ou de reprodutores. Assim, por exemplo, deve-se proceder à suspensão atempada da administração de fármacos e de aditivos. No caso dos frangos, esta suspensão não deve ser feita na semana anterior à da sua comercialização, uma vez que as carcaças podem ter resíduos destes produtos.

2.1. PRODUÇÃO DE FRANGOS DE CARNE

Os frangos de carne são animais que foram especialmente criados para crescerem muito depressa e transformarem-se em aves grandes. São criados para produzir carne e não devem ser usados na produção de ovos.

Do ponto de vista sanitário, é importante respeitar o princípio **tudo dentro - tudo fora**, ou seja, as aves devem ter todas a mesma idade, a mesma proveniência, etc. Isto significa criar apenas um bando para venda de oito em oito semanas, ou seja, um período de seis semanas de criação de aves e duas semanas de higienização e de vazio sanitário das instalações.

A produção de frangos pode ser dividida em 3 etapas fundamentais: 1) arranque (1-6 dias), dos 7-10 dias de idade, 2) dos 10-21 dias de idade e 3) engorda, captura e transporte.

2.1.1. MANEIO NO ARRANQUE

Os pintos devem consumir alimento concentrado comercial e crescer de forma adequada. Nesta etapa, qualquer situação de stress compromete de forma irreversível a produção de frangos, uma vez que não há tempo de recuperação. A aplicação de um bom manejo determina uma taxa de mortalidade inferior a 0,7%. Ao 7º dia de idade, o peso do pinto deve ser 4,5-5,0 vezes superior ao do pinto do dia.

2.1.1.1. FOTOPERÍODO

As aves imaturas nunca devem ser sujeitas a um aumento do fotoperíodo. Nos dois primeiros dias, os aquecedores devem estar sempre iluminados. Nos 5 dias seguintes, os pintos devem ser sujeitos a um fotoperíodo “longo” de, por exemplo, 18-20 horas de luz ou de 23 horas de luz. A hora de escuridão evita que os pintos se amontoem sempre que se verifica uma falha súbita de luz. Nas instalações ao ar livre, o acréscimo do número diário de horas de luz tanto pode ser feito antes de amanhecer como ao anoitecer. Todavia, recomenda-se que ele seja feito antes do amanhecer, uma vez que à noite o desligar das luzes resulta demasiado brusco para as aves. Por outro lado, quando a temperatura do ar é elevada, o ligar mais cedo das luzes tende a aumentar a ingestão de alimentos. Nesta fase, durante o período de escuridão, as aves devem ser vigiadas.

2.1.1.2. PROGRAMA SANITÁRIO

O manejo sanitário é essencial à prevenção de doenças, tal como será detalhadamente abordado no capítulo 10. Para além dos cuidados de higiene, a vacinação evita o aparecimento de doenças no lote. Os programas vacinais são específicos para cada situação epidemiológica.

As principais doenças dos frangos de carne passíveis de serem prevenidas por vacinação são:

- Doença de Marek;
- Doença de Gumboro;
- Varíola aviária;
- Bronquite infecciosa das galinhas;
- Doença de Newcastle;
- Coccidiose.

A vacinação incorrecta ou inadequada pode ser tão prejudicial quanto a não vacinação. Para que a vacinação seja realizada com sucesso, é necessário atender aos seguintes cuidados:

- Planear a vacinação com antecedência e seguir correctamente o cronograma de vacinação estabelecido pelo médico veterinário assistente;
- Transportar as vacinas refrigeradas em caixa térmicas com gelo, à temperatura de 2-8°C, qualquer que seja a distância a ser percorrida;
- Verificar o prazo de validade das vacinas, diluí-las correctamente e respeitar a via de administração. Conservar as vacinas ao abrigo da luz e do calor, atendendo as prescrições do fabricante quanto à temperatura de conservação (refrigerada ou congelada);
- Vacinar apenas as aves sãs e evitar que entrem em stress;
- As vacinas devem ser preparadas exclusivamente no momento da sua utilização e serem administradas até duas horas após terem sido reconstituídas. Não armazenar as vacinas depois do frasco ter sido aberto;
- Após a vacinação, proceder à destruição e incineração dos frascos e de qualquer conteúdo não utilizado;
- No caso de partir um frasco de vacina viva, desinfectar imediatamente o local e depositar os detritos em local apropriado;
- Todo e qualquer medicamento, inclusive as vacinas, deve ser mantido fora do alcance de crianças e de animais domesticados;
- Os aviários devem ter uma ficha de acompanhamento técnico do bando, em que conste toda a informação relativa às vacinações.

A escolha da via de administração da vacina requer conhecimento quanto à patogenicidade do agente. Sabe-se que os vírus possuem “sítios” preferenciais de localização e de multiplicação. A vacinação contra doenças que cursam com problemas respiratórios, como, por exemplo, a bronquite infecciosa das aves, apresenta melhor resposta quando administrada por inalação, por estimular a protecção local, tendo a glândula de Harder uma importância fundamental na resposta vacinal feita por essa via. Todos os métodos possuem vantagens e desvantagens. De um modo geral, as vacinações individuais (ocular

ou nasal, injectável subcutânea ou intramuscularmente e inoculação cutânea na membrana da asa) proporcionam uma melhor protecção, embora envolvam mais mão-de-obra (Figura 2.15). A vacinação massal (oral ou nebulização) é mais prática, ainda que origine uma protecção menos uniforme devido a falhas na administração da vacina (Figura 2.16).



FIGURA 2.15 – Vacinação individual por via injectável. Saliente-se a importância de manutenção da rede de frio ao longo do processo e do adequado tratamento dos lixos hospitalares gerados.

Entre o 2-7º dia pós-eclosão, todas as aves devem ser vacinadas contra a doença de Newcastle. Posteriormente há que revaciná-las cada 4 semanas. A presença de sangue nas fezes é, frequentemente, sinal de coccidiose. Neste caso, há que medicar as aves, mudar as camas e desinfetar as instalações.

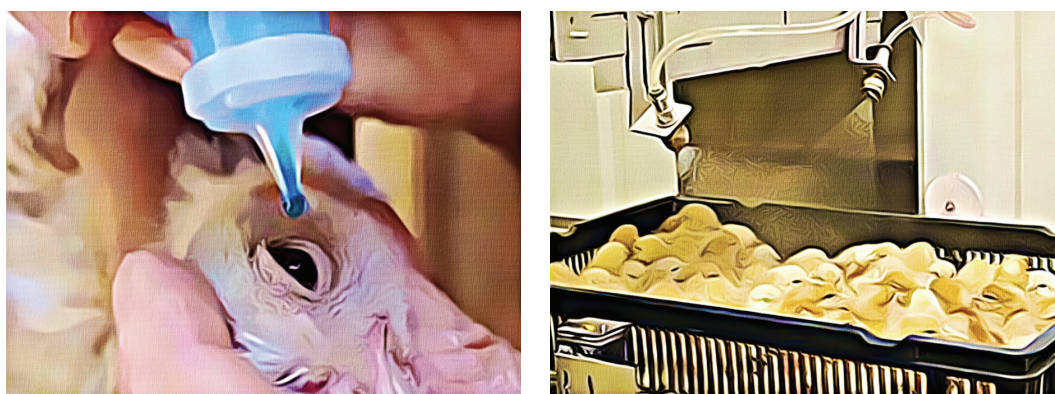


FIGURA 2.16 – Vacinação ocular ou por nebulização de pintos do dia.

Não se deve abusar da administração de antibióticos, uma vez que se trata sempre de uma despesa, porque pode resultar no desenvolvimento de resistência aos mesmos e porque podem deixar resíduos nos produtos finais com implicações na saúde pública.

Os pintos doentes devem ser separados dos sãos e se demorarem a melhorar devem ser sacrificados.

2.1.2. MANEIO ATÉ AOS 21 DIAS

O padrão de crescimento dos frangos depende da sua genética. Os actuais frangos possuem uma grande voracidade e uma elevada capacidade de crescimento. Durante o período luminoso do dia, os pintos comem numerosas vezes ao dia, mantendo o papo sempre cheio. Nestes animais, o trânsito digestivo é de aproximadamente 4 horas. Neste sentido, os períodos de ausência de luz superiores a 6 horas podem originar, quando as luzes são acesas, respostas agressivas de aproximação ao comedouro.

2.1.2.1. FOTOPERÍODO

Na produção de frangos, o controlo do fotoperíodo é uma técnica de manejo fundamental. Muitos avicultores sujeitam os pintos a um programa luminoso de aproximadamente 24 horas. Desligam as luzes apenas durante 30-60 minutos (cada 24 horas). Este programa luminoso não é o mais indicado porque, nas primeiras semanas de vida, promove um crescimento demasiado elevado, embora reduza a eficiência alimentar, seguido do aparecimento de casos de morte, de ascite (acumulação de líquido na cavidade abdominal) ou de problemas de locomoção. Sempre que existirem casos de ascite, a iluminação extra deve ser rapidamente interrompida.

Nos frangos de carne, a intensidade luminosa condiciona o seu crescimento. As baixas intensidades luminosas resultam no aumento do peso e, por vezes, no aumento da taxa de conversão alimentar, porque reduz a actividade física e, consequentemente, o gasto de energia. Por seu turno, as elevadas intensidades luminosas podem, nalgumas circunstâncias, promover algumas actividades como o esticar das asas e reduzir a incidência de anormalidades nos membros, como a discondroplasia tibial e os curvilhões aumentados.

2.1.2.2. ALIMENTAÇÃO

Geralmente, os produtores de frangos de carne distribuem aos seus animais alimento concentrado comercial de arranque (inicial), entre o primeiro dia e os 21 dias de idade. O alimento concentrado comercial pode ser vendido sob a forma de farinha, de grão partido ou de granulado. As duas últimas são ligeiramente mais caras, mas reduzem o desperdício, facilitam a sua ingestão e, consequentemente, aumentam a taxa de crescimento das aves.

2.1.2.3. CONTROLO DO CRESCIMENTO

Nas instalações devem existir sempre balanças para pesar uma amostra (5-10%) dos frangos presentes em cada bando ou lote. Deve ainda ser feito o registo dos alimentos consumidos por bando ou lote. Entre o 10-21º dia de vida, as curvas de crescimento recomendadas limitam ligeiramente os ganhos diários de peso, de modo a facilitar um crescimento compensatório mais saudável nas últimas 2-3 semanas de engorda. Consequentemente, o número de horas diárias de luz deve ser reduzido. É no período de 7-21 dias que é mais fácil controlar o crescimento dos pintos através da manipulação do fotoperíodo. Recomenda-se que o peso efectivo dos pintos seja 90% do indicado na tabela recomendada pelos vendedores de genética para cada idade. Caso se pretenda que os pintos aumentem mais de 55 g/dia há que aplicar o programa luminoso indicado no Quadro 2.3.

QUADRO 2.3 – Programa de iluminação proposto para médias de ganho médio diário de peso superiores a 55 g/dia (Barroeta et al., 2014)

Idade (dias)	Peso (g)	Luz (h)	Escurecimento (h)	Intensidade (lux)
0	40	24	0	20/60
1	48	23	1	20/60
6-7	160	18	6	20/60
10-11	300	15	9	20/60 - 5/10
13-15	450	12	12	20/60 - 5/10
Dias antes do abate				
15		15	9	5/10
12		18	6	5/10
9		21	3	5/10
6		23	1	5/10
Venda		23	1	5/10 - 10/20

2.1.3. ENGORDA

Nesta fase, os frangos passam de um peso aproximado de 800 g (21 dias) para os 1.800-2.500 g (35-42 dias). Evidencia-se agora a carga animal (densidade) e o impacto ambiental desta produção. No que se refere ao manejo das instalações, torna-se essencial prevenir ou eliminar os excessos de calor e de humidade relativa do ar. Sob temperaturas do ar exteriores elevadas, nem sempre é fácil manter dentro das instalações uma temperatura do ar de 20-23°C. O isolamento do edifício, a ventilação e os sistemas de refrigeração por evaporação jogam agora um papel crucial.

2.1.3.1. ALIMENTAÇÃO

Na fase de engorda, os pequenos produtores fornecem aos seus animais alimento concentrado comercial de acabamento. Os grandes produtores, para além deste tipo de alimento concentrado comercial, administram um outro denominado de pós-acabamento. Enquanto o alimento concentrado comercial de acabamento é administrado entre a 3-5ª semana de vida, o alimento concentrado comercial de pós-acabamento é distribuído na 6ª semana (idade ao abate). Os pequenos produtores não administram este último tipo de alimento concentrado comercial porque não gostam de ter em armazém simultaneamente vários tipos de alimento concentrado comercial.

2.1.3.2. CONTROLO DO CRESCIMENTO

O peso das aves deve continuar a ser monitorizado (> 100 animais), particularmente nos últimos 2-3 dias antes do sacrifício. O bando deve ser o mais uniforme possível. A pesagem pode ser feita com recurso a balanças automáticas, embora seja importante realizar pesagens manuais, uma vez que os machos mais pesados tendem a não subir voluntariamente para as balanças.

2.1.3.3. CONDIÇÕES AMBIENTAIS

Nas aviculturas de frangos de carne, a ventilação desempenha um papel fundamental na prevenção do stress térmico. Se a temperatura exterior for inferior à interior, para além de promover a renovação dos gases nas instalações, a ventilação facilita o controlo da temperatura do ar através da formação de correntes de ar. Pelo contrário, se a temperatura exterior for igual ou superior à temperatura interior, a ventilação melhora a percepção térmica, uma vez que tem um efeito refrescante (variável em função da velocidade do ar). Nalgumas realidades, a resolução do excesso de calor só pode ser feita com recurso à ventilação natural.

2.1.3.4. FINAL DA ENGORDA

No final da fase de engorda devem ser considerados os seguintes aspectos:

- Suspender a administração atempada de coccidiostáticos e de medicações, a fim de prevenir a acumulação de resíduos nas carcaças;
- Respeitar um período de jejum pré-sacrifício de 10-14 horas (mínimo de 4 horas na exploração, de modo a garantir o esvaziamento do papo) para se evitar a contaminação da carcaça com o conteúdo gastrointestinal e melhorar o rendimento da carcaça. Jejuns excessivos (> 16 horas) tendem a aumentar o risco de ruptura intestinal e, consequentemente, a contaminação das carcaças;
- A captura e carregamento do camião de transporte são frequentemente feitos manualmente e durante a noite (ou sob condições de penumbra). Devem ser planeados e dirigidos por pessoas experientes. Com o objectivo de se reduzirem os riscos de choques e de contusões, principais causas de rejeição de carcaças no matadouro, todos os equipamentos presentes nas instalações devem ser previamente removidos. Os animais devem ser apanhados pelas patas e colocados cuidadosamente em gaiolas de transporte (Figura 2.17). O tempo de transporte deve ser o menor possível.



FIGURA 2.17 – Caixas e camião de transporte de aves.

Terminado o ciclo de produção, os resíduos devem ser removidos e as instalações e os equipamentos devem ser correctamente higienizados. Deve-se seguir um período de vazio sanitário mínimo de 15-21 dias. O encurtamento do período de vazio sanitário traduz-se frequentemente numa diminuição do rendimento do ciclo de produção seguinte

(menores crescimentos e maiores taxas de mortalidade). Deve-se aproveitar a ocasião para avaliar o estado das instalações e testar e reparar os equipamentos.

2.2. PRODUÇÃO DE GALINHAS POEDEIRAS

As poedeiras são galinhas especialmente criadas para produzirem ovos. Algumas raças de dupla aptidão, para além de carne produzem ovos. São animais que se adaptam bem a condições de criação ao ar livre ou confinadas em capoeiras, onde podem obter alguns dos seus alimentos através do esgravatar do solo. Sempre que a alimentação se baseia no uso de alimentos concentrados comerciais, as galinhas poedeiras a criar devem ser híbridas, dado que elas tendem a produzir mais ovos. A escolha da raça, estirpe ou linha específica não é normalmente importante; elas devem provir de um fornecedor de confiança.

As galinhas mais utilizadas na produção de ovos pertencem a estirpes ligeiras e semipesadas seleccionadas para a postura e outros caracteres com ela relacionados. Podem, no entanto, ser usadas estirpes mais rústicas e até raças autóctones, particularmente em sistemas de produção alternativos, ecológicos e de autoconsumo.

As galinhas poedeiras podem ser criadas em baterias ou no solo. Nos modernos sistemas de produção de ovos, a maioria das galinhas poedeiras pertence a raça, estirpe ou linha seleccionada e é criada em baterias enriquecidas e dotadas de vários equipamentos ou acondicionadas. Elas são criadas em pequenos grupos e têm acesso directo e contínuo a água e a alimento sólido. As baterias permitem um controlo sanitário eficaz, facilitam a limpeza e evitam o contacto directo das aves e dos ovos com as fezes. Por seu turno, as galinhas poedeiras criadas no solo são alojadas em pavilhões equipados com comedouros, bebedouros e ninhos e que lhes garante alguma liberdade de movimento.

As galinhas do campo e as galinhas produzidas em modo biológico também produzem ovos que podem ser comercializados. As primeiras são alojadas em pavilhões como os das galinhas criadas no solo, ainda que complementarmente tenham acesso a um terreno ao ar livre, no qual podem esgravatar, picar e tomar banho de poeira. As segundas, para além de terem acesso a instalações ao ar livre, são alimentadas com alimentos concentrados comerciais produzidos em modo biológico e só podem ser tratadas segundo o regulamento aprovado para este modo de produção. Em África, as galinhas familiares e de aldeia também são utilizadas na produção de ovos.

De um modo geral, os consumidores preferem os ovos de cor castanha, porque os associam a uma melhor qualidade. Contudo, a cor dos ovos nada tem a ver com a sua qualidade nutricional. Na verdade, os ovos brancos são normalmente produzidos por galinhas poedeiras comerciais procedentes de raças híbridas, estirpes ou linhas do tipo Leghorn, de plumagem de cor branca (consideradas ligeiras). Por seu turno, os ovos castanhos são produzidos por galinhas castanhas, procedentes de raças híbridas, estirpes ou linhas do tipo Rhode Island, Plymouth Rock ou New Hampshire (consideradas semipesadas).

O processo de produção intensiva de ovos envolve várias fases: 1) criação de reprodutores leves/semipesados, 2) incubação, cria e recria de frangas, 3) produção de ovos, 4) classificação e embalagem e 5) comercialização e transformação dos ovos em vários produtos. De um modo geral, as modernas aviculturas intensivas realizam todas as fases compreendidas entre a criação de frangas e a classificação dos ovos.

2.2.1. CRIAÇÃO E RECRIA DE FRANGAS FUTURAS POEDEIRAS

A fase de criação-recria das futuras poedeiras comerciais estende-se do dia da chegada das pintas (pintas do dia) até à sua transferência para o pavilhão de postura, quando atingem a puberdade – 16-22 semanas de idade. Mais tarde, elas atingirão o pico da postura (85-93%). No primeiro ano de vida, as galinhas poedeiras podem produzir 300-360 ovos de qualidade.

A fase de criação-recria pode ser dividida em três etapas – arranque (até à 4-6ª semana de idade), criação (7-13ª semana) e recria (13-18ª semana). Corresponde à preparação das frangas (investimento no futuro), uma vez que tem importantes repercussões sobre a sua futura produção de ovos. Uma galinha para poder expressar o seu potencial genético máximo de produção de ovos deve ter um desenvolvimento anátomo-fisiológico apropriado. Este é alcançado aplicando um regime luminoso adequado, um controlo eficaz da temperatura e dos teores de humidade relativa do ar, uma alimentação equilibrada e um programa sanitário (desparasitações e vacinações) que resulte numa boa imunidade de bando.

2.2.1.1. ILUMINAÇÃO

Nas galinhas, a puberdade é directamente influenciada pelo fotoperíodo a que as frangas estão sujeitas durante a fase de criação-recria. Mais, este regime luminoso afectará o futuro fotoperíodo a que as galinhas poedeiras terão de ser submetidas durante a fase de postura. As aves não devem atingir a puberdade antes de alcançarem um desenvolvimento corporal adequado. Neste sentido, elas não devem ser sujeitas a fotoperíodos crescentes. Nas instalações abertas com luz natural, as frangas devem ser sujeitas a um fotoperíodo progressivamente decrescente até ao momento em que se decide aplicar o fotoperíodo estimulador da entrada na puberdade. Nas instalações fechadas deve ser aplicado um fotoperíodo curto até à 6-8ª semana de vida e posteriormente um fotoperíodo constante de 10-12 horas, até ao momento em que se decide aplicar o fotoperíodo estimulador da entrada na puberdade. À medida que a maturidade sexual se estabelece, o tamanho dos ovos tende a diminuir.

Para além do fotoperíodo, outros factores luminosos devem ser considerados:

- Intensidade luminosa. O valor médio recomendado é de 5-10 lux, uma vez que as aves percebem intensidades muito baixas de luz. Nas aves, elevadas intensidades luminosas causam stress, o que pode causar lutas e canibalismo;
- Uniformidade. As luminárias devem estar bem distribuídas por toda a instalação, particularmente naquelas em que são utilizadas baterias com vários pisos;
- Tipos de lâmpadas: incandescentes, fluorescentes ou LED (*Light Emitting Diode*);
- Cores. Nas frangas futuras poedeiras, as luzes azuis e verdes estimulam o crescimento.

2.2.1.3. ALIMENTAÇÃO

Durante a fase de criação-recria, o regime alimentar deve garantir que, quando do começo da postura, as aves têm o peso adequado (indicado pelas empresas que vendem genética). A alimentação deve promover um bom desenvolvimento do tecido ósseo, digestivo, reprodutor e imunológico. Pelo contrário, deve-se evitar que as aves engordem. Este problema tende a ser maior entre as frangas criadas em gaiolas, dado que a sua capacidade de mobilidade é inferior à das frangas criadas no solo.

Nesta fase, o alimento é distribuído *ad libitum*. É importante que este satisfaça as necessidades nutricionais das frangas, que tendem a variar ao longo do crescimento. Por isso, os alimentos concentrados comerciais disponíveis no mercado têm diferentes valores nutricionais:

- Inicial;
- Criação (até às 8 semanas de vida);
- Recria (8-15ª semana de vida);
- Pré-postura (da 15ª semana de vida até ao início da postura).

Na selecção do alimento, as aves prestam uma especial atenção ao tamanho das partículas. As frangas futuras poedeiras preferem ingerir farinha ou granulado partido. Quanto mais jovens forem, menor deverá ser o tamanho das partículas de alimento. Neste sentido, os alimentos concentrados comerciais – inicial, criação, recria e pré-postura – são distribuídos sob a forma de farinha.

As frangas futuras poedeiras ingerem diariamente 2,5 vezes mais água do que alimento sólido. A quantidade de água ingerida é um bom indicador do estado de saúde dos animais e tem uma clara influência sobre a quantidade e a qualidade das fezes produzidas.

Nas baterias são utilizados comedouros com regulação de tamanho e da altura da abertura, o que permite ajustar estes parâmetros ao tamanho das aves em crescimento. Por outro lado, eles permitem uma distribuição controlada do alimento concentrado comercial. No solo, este tipo de alimento é transportado pelo ar e é distribuído através de sistemas automáticos. Por seu turno, os bebedouros mais utilizados são os de chupeta. Integram um sistema fechado, com regulação em altura e de caudal.

2.2.1.4. CONTROLO DO CRESCIMENTO

O crescimento das frangas deve ser controlado através da realização regular de pesagem. Desta forma, o crescimento pode ser regulado ajustando, atempadamente, a iluminação e a alimentação.

Geralmente, as frangas atingem a maturidade sexual antes de alcançarem a maturidade fisiológica. Consequentemente, elas tendem a pôr ovos mais pequenos. O balanço entre a maturidade sexual/fisiológica deve ser controlado através da manipulação da intensidade luminosa e da alimentação. As frangas nascidas no Outono, criadas sob o fotoperíodo natural, tendem a começar a postura mais cedo do que as nascidas na Primavera, uma vez que estas últimas se desenvolvem sob um fotoperíodo crescente.

2.2.1.5. CONDIÇÕES AMBIENTAIS

No sistema de produção em baterias, o dia de entrada das pintas do dia nas instalações de criação-recria é muito importante. O estado inicial das aves deve ser devidamente avaliado – número, peso (> 35 g), homogeneidade e aspecto geral. O pavilhão deve ser pré-aquecido (28-30°C) e o teor de humidade relativa do ar deve rondar os 60-70%. As pintas devem ser agrupadas em baterias que confirmem um elevado conforto térmico e que permitam uma melhor vigilância. Há que prestar atenção à densidade (Quadro 2.4). Todas as aves devem ter acesso fácil e permanente (*ad libitum*) a água e a alimento sólido. Os valores da temperatura e dos teores de humidade relativa do ar e a ventilação devem ser rigorosamente monitorizados.

QUADRO 2.4 – Densidade e tamanho ideal do bando (Barroeta et al., 2014)

Recomendações de Espaço Durante o Crescimento			
Baterias		Solo	
Espaço de piso:	310 cm ²	Espaço de piso:	835 cm ²
Acesso aos comedouros:	5 cm/ave	Acesso aos comedouros:	5 cm/ave 1 prato/50 aves
Acesso aos bebedouros:		Acesso aos bebedouros:	
Calha	2,5 cm/ave	Calha:	2,0 cm/ave
Copo/Chupeta	1/8 aves	Copo/Chupeta	1/15 aves
Pendulares	-	Pendulares	1/150 aves

No sistema de produção no solo, as pintas do dia devem ser acondicionadas em espaços limitados para que se lhes possa proporcionar uma zona de conforto térmico mais fácil de controlar. Tal com já foi anteriormente referido, as aves recém-nascidas necessitam de temperaturas do ar muito elevadas (> 32°C) (Quadro 2.5). Neste sistema de produção, o controlo da temperatura e dos teores de humidade relativa do ar e a ventilação é extremamente importante. Para o efeito podem ser usados sensores espalhados pelas instalações ou analisando o comportamento dos animais.

QUADRO 2.5 – Temperaturas do ar recomendadas para as primeiras 6 semanas de vida (Barroeta et al., 2014)

Dia de vida	Temperatura do ar
Entrada das aves	33°C
1-2º dia	33-32°C
3-4º dia	31°C
5-7º dia	30°C
2ª semana	29-28°C
3ª semana	27-26°C
4ª semana	24-22°C
5ª semana	20-18°C
6ª semana	18-20°C

2.2.1.6. PROGRAMA SANITÁRIO

O médico veterinário assistente deve definir um plano de desparasitações e de vacinações que inclua as doenças com maior prevalência na região onde a avicultura está implementada.

2.2.1.7. CORTE DE BICOS

É uma técnica de manejo comum em frangas futuras poedeiras e nalguns casos de futuras reprodutoras. Ela comporta várias vantagens:

- Redução do picassismo (arrancar das penas e picar, em especial, da cloaca e dos dedos) e canibalismo entre as aves. Estes comportamentos provocam stress, feridas e morte;
- Desenvolvimento mais homogêneo;
- Escolha e desperdício de alimento;
- Prevenção da picagem dos ovos durante a fase de postura.

Vários autores põem em causa a aplicação desta técnica, uma vez que ela é dolorosa, causadora de depressão e dificultar a ingestão de alimentos. Todavia, outros autores afirmam que, quando bem feito, o corte do bico permite a rápida recuperação das aves e o consumo inclusive de farinhas.

O corte dos bicos deve ser feito nos primeiros 5-10 dias de vida. É importante que ele seja feito correctamente e que os bicos sejam devidamente cauterizados (Figura 2.18), para prevenir a ocorrência de hemorragias. Este não deve ser feito quando as aves estão sob algum tipo de stress.



FIGURA 2.18 – Aparência de uma pinta com o bico cortado por volta dos 5-8 dias de idade e durante o crescimento.

O corte ultra precoce é realizado nas aves recém-nascidas, ainda na sala de incubação. Para o efeito utiliza-se um laser de calor de grande precisão, que produz uma linha de necrose. Cerca de 3-4 semanas mais tarde, a parte anterior do bico cai. O corte precoce é feito entre o 5-10º dia de vida. Neste caso pode ser usado um equipamento mecânico aquecido (lâmina a 700°C) ou a laser. Dependendo da idade da ave, o bico deve ser cortado a cerca de 0,4 cm da sua extremidade, sensivelmente 2 mm à frente das narinas. Alguns autores sugerem que a parte superior do bico deve ser cortada a cerca de 2/3 do seu comprimento e a inferior a cerca de 1/3 do seu comprimento (Figura 2.19).

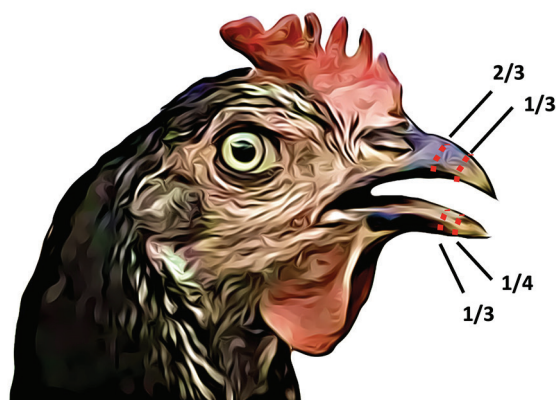


FIGURA 2.19 – Possíveis locais de corte dos bicos superior e inferior. Nas poedeiras, o corte do bico pode ser feito a 1/3 ou a 2/3 do comprimento do superior e a 1/4 ou a 1/3 do comprimento do inferior. Nos frangos de carne, o corte de bicos é o menos marcado: 1/3 do superior e 1/4 do inferior.

Quando da utilização do equipamento mecânico térmico, a lâmina quente deve ser mantida em contacto com o bico durante 2-3 segundo, a fim de garantir a correcta cauterização dos vasos sanguíneos (Figura 2.20). A mesma lâmina não deve cortar mais de 5.000 bicos.



FIGURA 2.20 – Máquina de corte de bicos.

Até à 15-16ª semana de idade, a correcta aplicação da técnica de corte de bicos deve ser verificada e se necessário corrigida. Se mais de 5% das aves necessitarem de um novo corte do bico, os procedimentos relativos à aplicação desta técnica devem ser revistos.

2.2.2. GALINHAS POEDEIRAS

Na produção de ovos, o primeiro ciclo de postura é médio-longo – 12-15 meses. As galinhas começam a pôr ovos com cerca de 20 semanas de vida e são vendidas com cerca de 72 semanas de idade. A este pode-se, no entanto, seguir um segundo de postura. É importante respeitar o princípio **tudo dentro - tudo fora**, ou seja, que as aves tenham todas a mesma idade, a mesma proveniência, etc. Antes de introduzir um novo bando nas instalações, estas devem ser limpas e desinfectadas e, depois de um período de vazio sanitário, devem ser preparadas para receber as novas aves.

As galinhas poedeiras podem ser alojadas em baterias acondicionadas ou enriquecidas, com um ou mais pisos (as mais comuns). Elas possuem comedouros e bebedouros de distribuição automática e sistemas automáticos de recolha de ovos (telas de recolha) e de fezes. As gaiolas *get-way* ou *welfare* são comunitárias (20 galinhas/1 m²) e dispõem de poleiros a várias alturas, de ninhos e de banho de areia. Alguns sistemas alternativos de alojamento das galinhas poedeiras são: em semiliberdade (alojadas no solo, com acesso a um recinto exterior), em que os ovos são etiquetados como do campo ou ecológico, ao ar livre, no solo (onde a escolha e o manejo da cama são cruciais), sobre ripas (uma área coberta por ripas e a outra com cama) e no aviário (as aves podem deslocar-se livremente sobre vários tipos de pisos – ripado e poleiros).

Quando da entrada nas instalações, o bando deve ser bastante homogêneo. As frangas devem ter o peso e a conformação adequada. Mais, devem ser saudáveis. As aves e os ovos devem ser periodicamente pesados, a fim de conhecer em permanência a evolução do estado dos animais e da produção dos ovos.

2.2.2.1. TRANSFERÊNCIA

É importante que este processo se realize o mais rápido possível, sem alteração das condições ambientais, de modo a garantir o maior conforto possível às aves. Todas as acções de carga, transporte e descarga devem ser feitas com o maior cuidado possível.

Durante o processo de transferência deve-se aproveitar para avaliar o estado corporal e de saúde das aves e realizar a triagem e eliminação das doentes ou daquelas que apresentam defeitos. As galinhas poedeiras devem ter as seguintes características:

- Crista: grande, vermelha, macia e brilhante.
- Tarsos: húmidos e turgidos.
- Bico: despigmentado.
- Cloaca: grande, unida, macia e despigmentada.
- Pele: lisa e macia.
- Brincos: despigmentados.
- Penas: abundantes e sem brilho.
- Cabeça: fina, delicada e magra.
- Olhos: brilhantes e vivos.
- Ossos pélvicos: flexíveis, finos e abertos.
- Abdómen: volumoso e macio.

Idealmente, as frangas futuras poedeiras devem ser transferidas quando têm cerca de 16-17 semanas de vida, 3-4 semanas antes de atingirem a puberdade e começarem a pôr

ovos (20-21 semanas de idade). O tratamento luminoso estimulador promotor do estabelecimento da puberdade deve ser aplicado já nas instalações de postura.

2.2.2.2. ILUMINAÇÃO

As necessidades luminosas das aves variam em função da idade. Durante a postura, o programa luminoso a implementar depende do anteriormente aplicado na fase de criação-recria. Nesta fase não se pode NUNCA reduzir o fotoperíodo.

Na produção de ovos, o fotoperíodo é muito importante porque condiciona a taxa de postura de ovos. A estimulação luminosa deve começar a ser aplicada por volta da 17-19ª semana de idade. Inicialmente, o fotoperíodo é aumentado em 1-2 horas. A iluminação extra deve ser feita antes do amanhecer e depois de escurecer. Posteriormente, semanalmente, o fotoperíodo deve aumentar progressivamente (15-30 minutos) até às 16 horas de luz. Daí em diante, o fotoperíodo deve permanecer constante até ao fim do ciclo de postura. O controlo do número de horas diárias de luz pode ser feito com o auxílio de um relógio automático. Atenção a possíveis falhas de energia e à necessidade de voltar a acertar o relógio.

Nos pavilhões com controlo luminoso, o aumento do fotoperíodo permite que as galinhas poedeiras híbridas ponham, em média, 270-280 ovos/galinha/ano. Nas instalações sem controlo luminoso (apenas luz natural), estas galinhas porão, em média, cerca de 220-230 ovos/galinha/ano.

2.2.2.3. ALIMENTAÇÃO

Durante os 12-15 meses de postura, as galinhas alteram os seus ritmos de crescimento e de formação do ovo. É fundamental que o aporte de nutrientes satisfaça sempre as necessidades de manutenção, de crescimento e de produção das galinhas.

Nos sistemas de produção familiar ou de quintal, com o objectivo de aumentar os índices produtivos, a alimentação natural conseguida ao esgravatar o solo deve ser reforçada com um complemento alimentar.

Nos sistemas de produção intensiva, para além do alimento concentrado comercial que é administrado entre a 16ª semana de vida e o início da postura, podem ser administrados os seguintes alimentos concentrados:

- De 1ª fase, até ao pico da postura;
- De 2ª fase, durante o platô da curva de postura;
- De 3ª fase ou fase final, a partir do início da fase decrescente da postura, quando o tamanho dos ovos começa a aumentar e há mais problemas de qualidade da casca.

Durante a postura, os níveis de cálcio presentes na dieta são muito importantes, dado que há que satisfazer as necessidades das aves relacionadas com a formação do ovo (2 g de cálcio/ovo posto). Os níveis de cálcio na dieta podem ser aumentados suplementando-a com carbonato de cálcio ou conchas de ostra, distribuídos durante a tarde-noite. As partículas devem ser grandes (3-4 mm) e de absorção lenta, para que o cálcio esteja sempre presente no oviduto durante o período de formação nocturna da casca.

As alterações bruscas da dieta devem ser evitadas. Os alimentos são normalmente distribuídos *ad libitum*, ainda que ocasionalmente se possa implementar algum controlo do alimento consumido, particularmente nas fases finais da postura.

2.2.2.4. CONDIÇÕES AMBIENTAIS

Nas galinhas, o umbral do conforto térmico (intervalo de temperaturas adequadas) é bastante amplo – 10-25°C. Dentro deste intervalo, as galinhas continuam a pôr ovos, mas as variações de temperatura repercutem-se sobre a ingestão voluntária de alimento. Quanto mais elevada for a temperatura do ar, menor é o consumo de alimentos. Nas galinhas poedeiras, a temperatura ideal do ar é de 21-23°C. Por seu turno, os teores de humidade relativa do ar devem situar-se entre os 50-70% e serem acompanhados de uma ventilação adequada e de uma boa qualidade do ar.

2.2.2.5. PROGRAMA SANITÁRIO

O médico veterinário assistente deve definir um plano de desparasitações e de vacinações que inclua as doenças com maior prevalência na região onde a avicultura está implementada.

2.2.2.6. MUDA

Naturalmente, depois de um período continuado de postura, as galinhas deixam de pôr ovos e entram em repouso, durante cerca de 4 meses. Nas explorações de galinhas poedeiras e de reprodutoras, muitos avicultores induzem artificialmente a muda privando as aves de alimento (água e alimentos sólidos), o que conduz a uma redução da postura e do período de muda para 1 ou 2 meses. Esta muda forçada é extremamente stressante para as aves. No decurso da muda, as penas caem e, depois de algum tempo, elas voltam a crescer. Pode-se então dar início a um novo ciclo de postura.

Nas galinhas actuais, o processo natural de muda ocorre bastante tarde (nunca antes do 12º mês de produção). Com o avançar da idade das galinhas, a produção de ovos diminui (Figura 2.21) e, paralelamente, aumenta o tamanho dos ovos e a percentagem de ovos com a casca partida. As galinhas devem ser refugadas após 52-72 semanas de postura. Contudo, pode-se optar por promover um segundo ciclo de postura induzindo um período de muda. Prolonga-se assim a longevidade produtiva das galinhas. Por outro lado, após a muda induzida, eleva-se a taxa de postura, a qualidade da casca e a altura do abdômen. Porém, os seus valores serão sempre inferiores aos valores máximos do primeiro ciclo de postura. O tamanho inicial dos ovos não se altera, mas tende a aumentar com o tempo.



FIGURA 2.21 – (a) As galinhas “velhas” (mais de um ano de idade) põem menos ovos do que as galinhas novas. (b) Detalhe do carrinho tratador no pavilhão tipo bateria com recolha automática de ovos.

A muda pode ser artificialmente induzida reduzindo o fotoperíodo e a administração de água (nas primeiras 24 horas) e de alimentos sólidos (vários dias) ou administrando fármacos (como o óxido de zinco). A muda pode ser feita de forma rápida, normal ou lenta. A muda rápida (retorno a 50% da produção, em menos de 6 semanas) pode ser conseguida desligando as luzes (instalações abertas) ou reduzindo o fotoperíodo para 8 horas (pavilhões fechados) e suspendendo a administração de alimentos sólidos (continuar a administrar água) durante 10 dias. Passados este período de tempo, retorna-se ao fotoperíodo anterior e fornece-se um alimento concentrado comercial para galinhas poedeiras. A muda normal (retorno a 50% da produção, em menos de 6-8 semanas) consegue-se desligando as luzes (instalações abertas) ou reduzindo o fotoperíodo para 8 horas (pavilhões fechados) e suspendendo a administração de alimentos sólidos (continuar a administrar água) durante 10 dias. Do 11º dia à 2-3ª semana de idade, as galinhas devem ser alimentadas com grão triturado. A partir desse momento, as luzes voltam a ser ligadas e as aves passam a receber alimento concentrado comercial para galinhas poedeiras. A muda lenta (retorno a 50% da produção, em mais de 8 semanas) implica o desligar das luzes (instalações abertas) ou a redução do fotoperíodo para 8 horas (pavilhões fechados) e a suspensão da administração de alimentos sólidos (continuar a administrar água) durante 10 dias. A partir do 11º dia, por um período de 4-5 semanas, as galinhas devem ser alimentadas com grão triturado. Quando se quiser recomençar a produção, repõem-se a iluminação original e alimentam-se as galinhas com alimento concentrado comercial para galinhas poedeiras.

O momento da venda das galinhas depende da rentabilidade da produção de ovos. Em muitos países, as galinhas velhas têm um elevado valor comercial. Neste caso, pode não fazer qualquer sentido económico dar início a um segundo ciclo de postura.

2.2.2.7. TAXA DE MORTALIDADE

Entre o primeiro dia vida e o início da postura, a taxa de mortalidade das frangas ronda os 10%. Durante o período de postura, esta taxa é normalmente de 1-2% por mês.

2.3. PRODUÇÃO DE REPRODUTORES

Nas empresas de genética de aves de aptidão ovos, a selecção está essencialmente dirigida para o aumento da produção e/ou da qualidade dos ovos. Por seu turno, nas empresas de genética de aves de aptidão carne põem-se normalmente uma grande ênfase na selecção de machos de grande porte. As crias destes machos tendem a ser, em média, mais pesadas do que as que têm pais de pequeno porte. A heritabilidade do peso corporal é de 0,3-0,4. Os pequenos avicultores raramente fazem esta selecção, uma vez que assumem que as empresas de genética já fizeram toda a selecção genética necessária. Por outro lado, a aplicação desta técnica é difícil de implementar nas condições reais de muitas pequenas aviculturas.

O principal objectivo da produção de reprodutores é criar animais com o peso ideal e condicionar o estabelecimento da puberdade quando eles entram nas instalações. Os principais factores capazes de afectar o desenvolvimento dos reprodutores são: a genética, a nutrição e o manejo alimentar, o controlo ambiental, o estado de saúde, o comportamento e as interacções sociais e o desenvolvimento específico da raça, estirpe ou linha.

Nas galinhas, o choco tem a duração de 21 dias. A incubação dos ovos pode ser natural (choco) ou artificial. Os ovos a incubar não devem ter mais de 5-12 dias, ainda que este tempo seja condicionado pela qualidade do ovo e pelas condições de armazenamento. Posteriormente, a taxa de fertilidade tende a diminuir.

2.3.1. INCUBAÇÃO NATURAL

A produtividade da galinha tende a aumentar até ao ano de idade. Daí em diante, a quantidade de ovos postos tende a diminuir progressivamente até ser quase nula. A galinha com cerca de 1 ano de idade pode chocar 10-12 ovos (dependendo do seu tamanho). A incubação natural inicia-se depois da galinha ter posto um conjunto de ovos fecundados (Figura 2.22). Para estimular o choco podem ser colocados no ninho 4-6 ovos. Quando surgem os sinais de choco, estes ovos devem ser substituídos por outros ovos devidamente conservados.



FIGURA 2.22 – (a), (b) Ninho tradicional para incubação natural. (c) A inexistência de um local adequado pode colocar em causa o sucesso da incubação.

O comportamento do choco varia de galinha para galinha, pelo que devem ser escolhidas as mais aptas e qualificadas. As galinhas chocas suspendem a postura, isolam-se, mudam de temperamento, eriçam as penas e emitem um cacarejar característico. Elas tendem a permanecer no ninho sentadas sobre os ovos, dia e noite, de modo a cuidar e a controlar a temperatura dos ovos. Consequentemente, nas imediações dos ninhos devem ser colocados bebedouros e comedouros.

Durante a incubação, os ninhos, para além de estarem localizados numa zona calma, fresca e arejada, devem estar sempre limpos, uma vez que os ovos podem ser facilmente contaminados. Assim, periodicamente, há que inspeccionar o estado dos ninhos e dos ovos.

Nas criações familiares, o choco é o método de incubação que normalmente melhor se adapta às infraestruturas e condições de produção.

2.3.2. INCUBAÇÃO ARTIFICIAL

A incubação artificial é assegurada por um equipamento que cria um ambiente adequado ao desenvolvimento dos embriões. Com ele procura-se simular a acção da galinha choca. Existem incubadoras com diferentes características técnicas e capacidades (Figura 2.23), de alguns ovos a vários milhares de ovos.



FIGURA 2.23 – Incubadora.

Nas regiões tropicais, a incubação artificial dos ovos não difere muito da praticada noutras zonas do globo terrestre. A eficácia de qualquer incubadora depende de 5 elementos-chave: aquecimento, humidade, arrefecimento, ventilação e volteio.

2.3.2.1. PREPARAÇÃO DA INCUBADORA

As salas onde são colocadas as incubadoras devem ser devidamente pensadas e desenhadas. Devem permitir o controlo da temperatura do ar, dos teores de humidade relativa do ar e da ventilação. Devem ainda permitir o controlo do trânsito de pessoas, as quais nunca poderão provir de uma área suja.

As incubadoras devem ser carregadas apenas com ovos fertilizados de elevada qualidade. Os seguintes ovos devem ser rejeitados:

- Os demasiado grandes ou demasiado pequenos, porque os primeiros incubam mal e os segundos produzem pintos demasiado pequenos;
- Os de casca fina ou rachada. Os primeiros porque têm dificuldade em reter a humidade ou porque se racham com facilidade. Os segundos porque facilitam a entrada de microrganismos no ovo;

- Os deformados ou sujos. Os ovos sujos não devem ser lavados ou friccionados, porque estas operações podem resultar na remoção da cutícula.

As incubadoras são uma importante fonte de transmissão de doenças infecciosas. Por isso, elas devem ser devidamente desinfetadas antes de serem usadas e entre utilizações. Por outro lado, antes de serem colocados nas incubadoras, os ovos devem ser fumigados ou mergulhados numa solução detergente ou desinfetante. A fumigação é feita com gás formaldeído, gerado pela junção de formol a permanganato de potássio (KMnO₄). Para desinfetar uma incubadora com 2,8 m³ de volume carregada de ovos devem ser misturados 120 ml de formol a 6 gramas de KMnO₄. Quando da realização da fumigação, o interior da incubadora deve estar a 21,1°C e o seu teor de humidade relativa do ar deve ser de 70%. A fumigação deve durar 20-30 minutos. Alternativamente, os ovos devem ser limpos e desinfetados com uma solução de formol (1/3 formol e 2/3 de água), a fim de eliminar possível microrganismos presentes na casca do ovo. Este método não permite destruir as bactérias que já tenham penetrado no ovo através da casca.

2.3.2.2. PRINCIPAIS FACTORES CONDICIONANTES DA INCUBAÇÃO ARTIFICIAL

O funcionamento da incubadora deve respeitar as condições naturais que regulam o desenvolvimento de um ovo fecundado:

- Temperatura: o aquecimento dos ovos faz-se através da troca de calor entre o ar e os ovos. A incubadora deve estar programada para funcionar sob temperaturas de 37-38°C. A temperatura ideal depende do tipo de incubadora, da qualidade e do tamanho dos ovos, da raça, estirpe ou linha e da idade dos embriões. A temperatura de incubação é da máxima importância, uma vez que uma ligeira variação da mesma tem efeitos letais para os embriões;
- Humidade do ar: Nas salas de incubação, o teor de humidade relativa do ar deve rondar os 60%. Nas incubadoras, o controlo do teor de humidade relativa do ar pode ser conseguido aspergindo-as com água. Durante a incubação, o ovo está sempre a perder água. Porém, nas primeiras semanas, os teores de humidade relativa do ar devem dificultar a evaporação da água do ovo. A partir de meio do período de incubação, os teores de humidade relativa do ar devem baixar progressivamente, de modo a aumentar gradualmente a taxa de evaporação de água do ovo;
- As incubadoras modernas são arrefecidas através de dois mecanismos (por vezes simultâneos): por água e por ar. O arrefecimento por água implica a utilização de água a 12°C. Na maioria dos países tropicais, a água superficial está quase sempre a temperaturas superiores a 26°C. Neste sentido, é necessário dispor de um sistema de arrefecimento e de circulação de água. No que diz respeito ao arrefecimento por ar, sempre que a temperatura do ar ultrapassar os 28°C é necessário existir um equipamento de arrefecimento do ar. Se o ar exterior for seco, o arrefecimento evaporativo pode ser usado para baixar a temperatura dentro da sala de incubação. Porém, se o ambiente for húmido, é imperioso utilizar um sistema de ar condicionado com termostato;
- Ventilação: a ventilação deve aquecer ou arrefecer o ar que rodeia o ovo. Durante a incubação, o ovo absorve oxigénio e elimina grandes quantidades de dióxido de carbono (CO₂), pelo que a circulação de ar é essencial ao desenvolvimento do embrião;
- Posição do ovo: nos primeiros 18 dias de incubação, o normal desenvolvimento do embrião implica o volteio periódico do ovo. O ovo deve ser virado cada 1-2 horas. O

giro deve alcançar os 90° e o ovo deve ser mantido a 45° de uma linha vertical imaginária. O movimento constante do ovo impede que o embrião se cole às membranas internas da casca, o que resultaria na sua morte. No 14º dia, o corpo do embrião deve estar posicionado ao longo do eixo maior do ovo, com a cabeça voltada para o polo mais largo. É nesta posição que o pinto deve eclodir.

Antes de serem colocados na incubadora, os ovos devem ser temporariamente conservados à temperatura natural da sala onde esta está localizada, de modo a prevenir-se a morte dos embriões.

A artificialidade do processo de incubação dos ovos pode ser atenuada imediatamente após a eclosão dos ovos. Quando os ovos são colocados na incubadora, uma ou mais galinhas chocas são postas a incubar cerca de 5 ovos cada. Passados 21 dias, os pintos com origem nos ovos incubados artificialmente e os provenientes das galinhas chocas eclodem. Sem esperar muito tempo, por exemplo, quando as galinhas se levantam e procuram os seus pintos, os pintos incubados artificialmente são misturados com eles. As galinhas adoptam-nos e cuidam deles todos da mesma forma. Se o número de pintos a adoptar for muito elevado há que colocar junto do ninho uma lâmpada de aquecimento.

Nalgumas explorações, as incubadoras de grande capacidade nem sempre são carregadas de ovos de uma só vez. Podem não existir ovos em número suficiente. A mistura de ovos de várias explorações comporta riscos sanitários. No mesmo sentido, a introdução, por exemplo, cada 5 dias, de ovos entretanto postos, comporta o mesmo tipo de riscos. Por outro lado, esta prática altera periodicamente, ainda que temporariamente, a temperatura dentro da incubadora, condiciona o manejo dos ovos nos últimos dias pré-eclosão e afecta a remoção dos pintos recém-nascidos. Preferencialmente, deve-se optar por ter várias incubadoras de menor capacidade.

2.3.2.3. PERÍODO PÓS-ECLOSÃO

Este período estende-se da eclosão até à 2ª semana de vida. Nele, as aves necessitam de ser aquecidas por uma fonte adicional de calor (Figura 22.4). Na primeira semana de vida, as aves devem ser mantidas sob uma temperatura do ar de 30-32°C. Na segunda semana, a temperatura do ar deve ser mais baixa – 28-30°C. O valor da temperatura do ar deve ter sempre em conta os teores de humidade relativa do ar. Este período é idêntico nos pintos de aptidão carne e nos de aptidão ovo.



FIGURA 2.24 – Os pintos devem ser mantidos num espaço aquecido, limpo e seco.

Os pintos devem ser retirados da incubadora quando a maioria deles estiver seco. Os pintos desidratam-se rapidamente se forem deixados dentro da incubadora. Eles possuem reservas de vitelo que lhes permite sobreviver durante 3 dias. Vários autores sugerem que os pintos sejam mantidos na incubadora durante sensivelmente 48 horas. Todavia, as taxas de sobrevivência aumentam quando recebem água e alimentos sólidos nas primeiras 24 horas pós-eclosão. De seguida, os pintos devem ser transportados para uma criadeira ou para um espaço aquecido, limpo e seco.

No mercado existem vários tipos de criadeiras, que variam em tamanho e tipo de energia utilizada. Elas são constituídas por unidades individuais múltiplas ou sistemas de aquecimento central alimentados a carvão, madeira, petróleo, gás ou electricidade. Uma boa criadeira deve ser fiável, possuir ventilação, desumidificar o ar, ter uma dimensão adequada, ser fácil de higienizar, proteger os pintos de predadores, garantir a segurança contra incêndios e ser económica.

Nas aviculturas mais simples (com menos equipamentos), os pintos do dia devem ser mantidos em caixas ou parques especialmente desenhados para conservar o calor. Estes devem ser deixados na sala de incubação à temperatura ambiente. Sete dias depois, os pintos devem ser transferidos para pavilhões ou recintos preparados para os receber.

Nas aviculturas familiares, após a eclosão natural, a galinha começa logo a cuidar dos pintos, ainda que permaneça no ninho até que a maioria dos ovos tenha eclodido. Três dias após a eclosão, se as condições climáticas o permitirem, pode-se deixar os pintos sair do ninho.

Frequentemente a incubação/eclosão corre mal sem motivo aparente. Algumas das causas podem ser:

- Muitos ovos não fecundados: poucos galos, galos velhos, ovos velhos, carência em vitamina E (reprodutores).
- Morte precoce dos embriões: temperatura de incubação incorrecta, mau estado sanitário das aves, fumigação fora de tempo.
- Morte embrionária do 12º ao 18º dia: temperatura imprópria, deficiências alimentares, ventilação insuficiente.
- Pintos mortos na casca após o 18º dia: elevada consanguinidade ou outras causas hereditárias, deficiência na viragem dos ovos, Temperaturas inadequadas.
- Ovos picados com pintos mortos: baixa humidade, temperatura média baixa ou excesso de temperatura durante algum tempo.
- Eclosões precoces ou pintos com umbigos sanguinolentos: temperatura elevada.
- Eclosões tardias: baixa temperatura.
- Pintos colados à casca: baixa humidade durante a eclosão.
- Pintos viscosos ou sujos: baixa temperatura, excessiva humidade.
- Pintos muito pequenos: ovos pequenos, baixa humidade, temperatura elevada.
- Pintos indolentes: baixa temperatura, deficiente ventilação.
- Pintos aleijados ou malformados: factores letais ou causas hereditárias, consanguinidade, irregularidade na temperatura.
- Pintos amarelados: fumigação exagerada.

2.3.3. PERÍODO DE CRIAÇÃO E DE ENGORDA

Este período prolonga-se por várias semanas, dependendo do tipo de frango e das exigências do mercado – 4-6 ou 5-6 semanas. No caso da criação das futuras reprodutoras, este período é de 15 semanas.

O objectivo do período de criação é satisfazer todas as necessidades de crescimento das aves (Figura 2.25). Os machos e as fêmeas devem ser criados separadamente, uma vez que as suas necessidades de crescimento são diferentes. Neste período, o padrão de crescimento das aves irá afectar o seu futuro desempenho reprodutivo e produtivo.



FIGURA 2.25 – Por razões de biosegurança e associadas às necessidades produtivas e de crescimento nunca se devem misturar animais de diferentes lotes ou em diferentes fases produtivas.

O período de criação pode ser dividido em duas etapas: dos 0-28 dias e da 4-15 semanas de vida. Na primeira etapa procura-se promover um bom desenvolvimento do esqueleto, do sistema imunitário, da função cardiovascular, da plumagem e do apetite. Nos primeiros 7 dias, as aves devem apresentar um bom ritmo de crescimento, de modo a conseguir-se alcançar o peso ideal aos 14 dias de idade. De seguida, o ritmo de crescimento deve cumprir a curva de crescimento ideal (definida pela empresa de genética) até aos 28 dias de idade. Caso as aves apresentem diferentes ritmos de crescimento ($> 10\%$), a fim de conseguir um bando de tamanho uniforme, elas podem ter de ser divididas em lotes e ser sujeitas a diferentes regimes alimentares. Na segunda etapa, todas as aves do bando devem atingir o peso ideal *standard* para a sua idade, o que implica geralmente a redução do seu ritmo de crescimento. É fundamental manter a uniformidade do bando, pelo que é normalmente necessário criarem-se vários lotes, de acordo com o peso das aves. Neste sentido, são muito importantes as acções de controlo do peso corporal e da conformação das aves e as alterações da dieta.

No período de criação, o manejo dos reprodutores e dos frangos de carne é muito idêntico. São todos criados no solo. As frangas do dia devem ser alojadas em espaços limitados, de modo a garantir-lhes melhores condições de temperatura do ar.

Com o intuito de melhorar o bem-estar do bando, pode ser necessário aplicar certas técnicas de manejo como: vacinação, corte de bicos (evitar o picassismo) e corte de dedos nos machos (prevenir futuras lesões nas fêmeas durante a cópula).

2.3.4. PERÍODO DE RECRIA

Período compreendido entre a 5-6ª semana e a 19ª semana de vida. Nas aves reprodutoras, este período começa na 15ª semana de vida. Trata-se do período imediatamente anterior ao da postura. Nele ocorre o desenvolvimento anátomo-fisiológico final e estabelece-se a puberdade. Este período é determinante para o início da postura, o tamanho e o número de ovos incubáveis. A dieta deve garantir ganhos progressivos de peso, sem perda da uniformidade do bando. As aves devem ter um peso corporal uniforme e alcançarem a puberdade de forma sincronizada. Neste sentido, há que proceder semanalmente à pesagem das aves, à avaliação da sua conformação e à estimação da quantidade de alimento consumido. Adicionalmente, alguns autores propõem, que nas fêmeas, se meça a separação dos ossos pélvicos, uma vez que ela fornece uma ideia do grau de desenvolvimento do processo da puberdade.

A transferência das aves para o pavilhão de postura realiza-se, normalmente, quando estas atingem o peso corporal adequado.

2.3.5. PERÍODO DE POSTURA

É o período de produção de ovos. Considera-se que se atingiu o período de postura quando, pelo menos, 5% das galinhas do bando iniciaram a postura. Este período ocorre, normalmente, entre a 20 e a 28ª semana de vida. Barroeta et al. (2014) afirmam que a postura começa quando as aves têm cerca de 23 semanas (161 dias) de vida (Figura 2.26).



FIGURA 2.26 – (a) Bateria de 4 níveis para galinhas de postura com arração automático via carrinho tratador e recolha automática de ovos; (b) sistema semi-intensivo.

Neste período, o manejo aplicado aos reprodutores adultos deve mantê-los saudáveis, ao mesmo tempo que deve promover o aumento progressivo, mas lento, do seu peso corporal, através da manipulação do fotoperíodo e da alimentação. No caso das fêmeas, este controlo da alimentação é essencial ao normal funcionamento do ovário e, consequentemente, à plena produção de ovos incubáveis. A subalimentação não permite às reprodutoras atingirem o pico da postura e a sobrealimentação leva-as a um decréscimo acelerado da curva de postura. O aumento gradual da quantidade de alimento deve ser calculado de acordo com a uniformidade do peso vivo das aves, com o consumo prévio de alimento e a variação da produção (número e massa) de ovos incubáveis.

Os machos e as fêmeas devem ser alimentados separadamente, uma vez que as suas necessidades nutricionais são diferentes. A dieta das galinhas poedeiras deve ser mais rica em nutrientes do que a dos galos. A sobrealimentação dos galos conduz frequentemente a um aumento dos níveis de agressividade e a uma diminuição do seu desempenho sexual e da sua fertilidade.

A frequência com que os ovos devem ser recolhidos depende da estação do ano. Na Primavera e no Verão (meses mais quentes), os ovos devem ser recolhidos 2-3 vezes por dia. Já no Outono e no Inverno (meses mais frios) devem ser colhidos apenas 1-2 vezes por dia. Depois de recolhidos, os ovos devem ser mantidos num lugar limpo, fresco, protegido do sol e fora do alcance de qualquer animal.

A fase pós-pico de postura estende-se, normalmente, entre a 30ª (pico da postura) e a 64ª semana de vida (210-448 dias de idade). Na verdade, nas aves, a maturidade sexual ocorre por volta da 30ª semana de vida. É nesta fase em que se produzem mais ovos férteis incubáveis. Consequentemente, as aves devem continuar a crescer, evitando-se, no entanto, aumentos acentuados de peso, dado que eles resultam na sua engorda, com repercussões negativas sobre a postura e a fertilidade dos ovos.

A produção de ovos incubáveis é máxima quando as galinhas têm entre 30-35 semanas de vida. Posteriormente, esta tende a diminuir. Nesta fase deve-se reduzir, progressivamente, a quantidade de alimento administrado. Todavia, há que ter em conta o estado das aves, as condições climáticas e o estado da cama (criação no solo). Assim, regularmente, deve-se controlar as variações do peso corporal, do peso dos ovos (e compará-lo com o padrão), da condição física (musculatura, tônus muscular, engorda, plumagem, patas e cor dos barbilhões, da crista e da face) e do tempo gasto a consumir alimentos.

A rentabilidade das explorações de reprodutores depende, em última instância, do número de ovos postos. Contudo, nem todos eles são incubáveis. Os criadores devem prestar atenção ao tamanho dos ovos, à sua limpeza (evitar os ovos postos no solo), à qualidade da casca, à fertilidade e à incubabilidade dos ovos e à qualidade do pinto do dia.

2.3.6. SEGUNDO CICLO DE POSTURA

É uma possibilidade se as aves apresentarem um excelente estado de saúde e um bom rendimento no primeiro ciclo de postura. Consiste na extensão, por oito meses da produção de ovos, depois da ocorrência da muda.

O estado de saúde das aves pode ser avaliado por simples observação. As aves saudáveis mostram-se vivazes, com plumagem seca e com olhos brilhantes.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Barroeta, A.C., Izquierdo, D. e Pérez, J.F., 2014. Manual de avicultura. Breve manual de aproximación a la empresa avícola para estudiantes de veterinaria. Universidade Autònoma de Barcelona, Barcelona, Espanha, 60 pp..
- Butolo, J.E., 2002. Novos padrões de produção avícola. In: III Simpósio Brasil Sul de Avicultura, Chapecó, Santa Catarina, Brasil, 48-54.
- Catawiki, 2022. Sortisex, one-day-chick sexing machine. Rare object. In: <https://www.catawiki.com/pt/l/11172431-sortisex-one-day-chick-sexing-machine-rare-object> (consultado a 09/04/2022)
- Daghir, N.J. e Jones, R., 2008. Breeder and hatchery management in hot climates. In: Poultry production in hot climates, N.J. Daghir (Ed), 2ª edição, CAB International, Oxfordshire, RU, 387 pp..
- Daniels, T., 2013. Sexing chicks: How to sex chicks. In: <https://poultrykeeper.com/incubation-brooding/sexing-chicks/> (consultado a 10/04/2022)
- French, K.M., 1981. Practical poultry raising. Peace Corps' Information Collection & Exchange, Washington, EUA, 225 pp..
- Fundación Origen, 2011. Producción y manejo avícola. Manual escolar 10, Escuela Agroecológica de Pirque, Pirque, Chile, 20 pp..
- Ghosh, N. e Samanta, R., 2008. Manual on avian production and management. International Book Distributing Co., Meerabai Marg, India, 156 pp..
- Glatz, P., 2008. Poultry housing and management in developing countries. Incubation and hatching. In: Poultry Development Review. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma, Itália, 3 pp..
- Hudson, J., 2020. How to sex chickens: 6 ways to determine hen or rooster. In: <https://cs-tf.com/how-to-sex-chickens/> (consultado a 09/04/2022)
- Leeson, S. e Summers, J.D., 2009. Broiler breeder production. Nottingham University Press, Nottingham, RU, 334 pp..
- Lopes, J.C.O., 2011. Avicultura. In: Técnico em Agropecuária, Red e-Tec Brasil, Floriano, Brasil, 94 pp..
- Manwar, S.J., 2020. Hatchery practices. In: Avian (poultry) production, D. Sapkota, D. Narahari e J.D. Mahanta (Eds), 2ª Edição, New India Publishing Agency, Nova Deli, Índia, 361 pp..
- MSU, 2022. Sexing of day-old chicks. Mississippi State University Extension. In: <file:///C:/Users/ASUS/Downloads/extension.msstate.edu-Sexing%20of%20day-old%20chicks.pdf> (consultado a 10/04/2022)
- Nandan, R., 2015. Livestock and poultry production management and planning. Anmol Publications PVT. Ltd., Nova Deli, Índia, 246 pp..
- Otsuka, M., Miyashita, O., Shibata, M., Sato, F. e Naito, M., 2016. A novel method for sexing day-old chicks using endoscope system. *Poultry Science*, **95** (11), 2685-2689.
- Parkhurst, C. e Mountney, G.J., 1988. Poultry meat and egg production. Chapman & Hall, Nova Iorque, EUA, 294 pp..
- Poultry Mania, 2021. The ultimate guide to sexing of chickens. In: <https://poultrymania.com/the-ultimate-guide-to-sexing-of-chickens/> (consultado a 10/04/2022)
- Rhodes, J.L., Tommons, J., Nottingham, J.R. e Musser, W., 2011. Broiler production management for potential and existing growers. University of Maryland Extension Poultry, Maryland, EUA, 20 pp..
- Sapkota, D., 2020. Brooding (chick) management. In: Avian (poultry) production, D. Sapkota, D. Narahari e J.D. Mahanta (Eds), 2ª Edição, New India Publishing Agency, Nova Deli, Índia, 361 pp..
- Vargas, O.N.G., 2016. Avicultura. Ediciones Utmach, Universidade de Técnica de Machala, Machala, Equador, 131 pp..
- Wei, Y., Zheng, W., Li, B., Tong, Q. e Shi, H., 2020. Effects of a two-phase mixed color lighting program using light-emitting diode lights on layer chickens during brooding and rearing periods. *Poultry Science*, **99** (10), 4695-4703.
- Wethli, E., 2013. Manual de criação de galinhas da África Austral. Juta & Co Ltd., Lansdowne, África do Sul, 95 pp..
- Wineland, M.J., 2002. Fundamentals of managing light for poultry. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..



3.

STRESS TÉRMICO NA PRODUÇÃO AVÍCOLA

PAULO AFONSO¹, RAMIRO VALENTIM¹, HÉLDER QUINTAS¹

¹ Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal.

1. INTRODUÇÃO

Um dos maiores desafios da actual Produção Animal é a exploração do potencial genético dos animais, tanto do ponto de vista reprodutivo como produtivo. Durante muitos anos, esta procura pela máxima eficiência esteve voltada para a resolução de problemas de manejo geral, nutricionais, sanitários e reprodutivos e para a melhoria genética animal. Nas regiões tropicais e subtropicais, os avanços obtidos nestas áreas têm sido limitados por factores ambientais, particularmente pelo stress causado pelas elevadas temperaturas do ar (calor) a que os animais estão normalmente sujeitos e que limita a expressão do seu potencial produtivo máximo. Nestas regiões do globo terrestre, os recursos energéticos são frequentemente desviados da produção para a adaptação.

Os factores ambientais externos e o microclima dentro das instalações exercem efeitos negativos directos e indirectos sobre todas as fases da produção de aves, acarretando elevados prejuízos económicos. Nas regiões tropicais e subtropicais, os animais são criados fundamentalmente em instalações sem controlo da temperatura do ar, dos teores de humidade relativa do ar e da ventilação. Os criadores não conseguem suportar os custos do controlo artificial das condições ambientais dentro das instalações. Na verdade, muitos deles nem sequer têm acesso a um serviço fiável de distribuição de energia eléctrica.

O conhecimento das respostas ou das adaptações fisiológicas das aves relativamente ao ambiente térmico é essencial à tomada de medidas preventivas e correctivas (Figura 3.1), tendo em vista a melhoria do seu bem-estar e o aumento da produtividade.

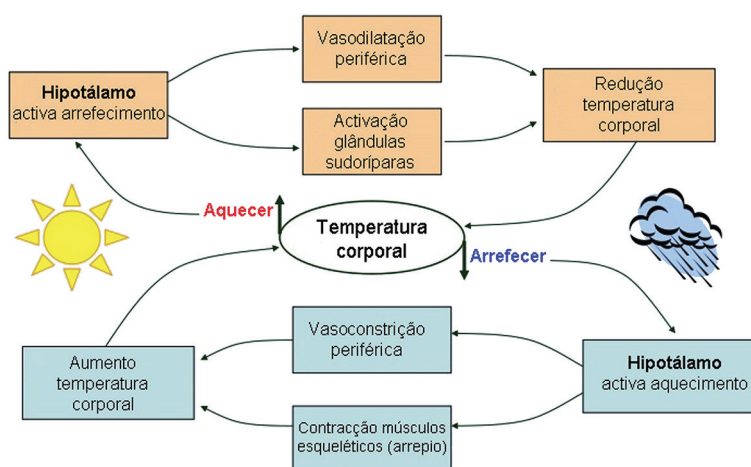


FIGURA 3.1 – Regulação da temperatura corporal em animais homeotérmicos
(Segundo Bridi, 2008).

A região tropical representa uma enorme área territorial, com um clima diversificado. Porém, maioritariamente, nela registam-se elevadas temperaturas do ar durante todo o ano, associadas a teores de humidade relativa do ar também elevados. Na estação seca, as temperaturas do ar ultrapassam frequentemente os 30°C. Na estação das chuvas, o calor chega a ultrapassar os 38°C.

Para melhor se compreender os efeitos do clima tropical sobre os animais de produção serão discutidos os processos utilizados pelos animais para manter a temperatura corporal relativamente constante e os problemas decorrentes dos mesmos sobre a Produção Avícola.

2. STRESS TÉRMICO

O *stress*, resposta a um estímulo adverso, é difícil de compreender e de definir devido à natureza da sua percepção. O *stress* é uma resposta não-específica do organismo a uma qualquer exigência. O causador de *stress* é um agente que causa sempre este estado. Neste sentido, o *stress* representa a reacção do organismo de um animal ao estímulo que perturba o seu equilíbrio fisiológico normal ou homeostase.

O *stress* térmico resulta de um balanço negativo entre a quantidade net de energia que flui do corpo da animal para o meio ambiente que o rodeia e a quantidade de calor interno produzido pelo animal. Este desequilíbrio pode ser causado por factores genéticos – espécie, raça e indivíduo –, individuais – idade, sexo, peso/condição corporal, estado de saúde, taxa metabólica e termorregulação – e ambientais – fotoperíodo, radiação térmica, temperatura e humidade relativa do ar e dinâmica atmosférica. As causas ambientais de *stress* térmico afectam fortemente a Produção Animal.

Em todas as espécies, a resposta dos animais aos desafios ambientais é muito importante. Contudo, as aves são particularmente sensíveis às variações da temperatura do ar. Tem sido sugerido que os modernos genótipos de galináceos produzem mais calor corporal, uma vez que são maiores, mais produtivos (crescem mais depressa ou põem mais ovos) e apresentam uma maior actividade metabólica.

O *stress* térmico pode ser classificado como **agudo** (específico) ou **crónico** (não específico). O *stress* agudo resulta da exposição súbita e por breves períodos de tempo a temperaturas do ar extremamente altas ou baixas. De um modo geral, os animais reagem a este tipo de *stress* combatendo o seu agente causal. O *stress* crónico resulta da exposição prolongada a altas ou baixas temperaturas do ar. Neste caso, os animais respondem tentando adaptar-se ao agente causal. Nas aves, Vandana et al. (2021) dividem o *stress* causado pelo calor em três categorias: agudo (27-38°C, durante 1-24 horas), moderado (27-38°C, até 7 dias) e crónico ou severo (38-50°C, durante 7 ou mais dias).

Nos países tropicais, durante a estação seca, o *stress* agudo causado pelo calor determina uma elevada taxa de mortalidade entre os frangos de crescimento rápido e, consequentemente, elevadas perdas económicas. Nas aves criadas em instalações abertas, os efeitos deletérios do *stress* crónico causado pelo calor determinam, fundamentalmente, a redução da ingestão voluntária de alimentos sólidos e o aumento da ingestão de água.

3. HOMEOTERMIA E REGULAÇÃO DA TEMPERATURA CORPORAL

O funcionamento de um organismo é o resultado de múltiplos processos químicos e físicos sensíveis a alterações da temperatura interna. Neste sentido, os animais desenvolveram diferentes estratégias para regular a temperatura dos seus tecidos.

As aves são animais **homeotérmicos**, ou seja, são organismos capazes de manter estável a sua temperatura corporal, independentemente das flutuações térmicas do meio ambiente ou da intensidade da sua actividade física. Ainda que a manutenção de uma temperatura corporal relativamente constante permita aos animais homeotérmicos viver numa ampla variedade de ambientes, permanecendo activos sempre que as temperaturas ambiente são baixas, isto não ocorre sem custo. Eles necessitam de, através de variações comportamentais fisiológicas e metabólicas, produzir calor interno (aumentar a temperatura corporal) ou perder calor para o meio ambiente (diminuir a temperatura corporal). Consequentemente, estes animais têm de manter uma elevada taxa metabólica, pelo que as suas necessidades energéticas são elevadas. Nos animais de sangue quente, a alteração da homeostasia térmica perturba o balanço hormonal e metabólico. O sistema neuro-hormonal regulador da temperatura corporal envolve o eixo Hipotálamo-Hipófise-Adrenais (HPA), a medula espinal e termorreceptores presentes em diferentes zonas do organismo.

Os animais homeotérmicos possuem uma **zona de neutralidade ou de conforto térmico**, ou seja, uma faixa estreita de temperatura do ar em que estes não precisam de produzir ou de perder calor corporal e o seu metabolismo é mínimo (Figura 3.2). É nesta zona de temperatura que os animais estão em conforto térmico (produção de calor do organismo + calor ganho do ambiente = ao calor dissipado) e podem expressar o seu potencial produtivo máximo. A zona de conforto térmico é delimitada pela **Temperatura Crítica Inferior (TCI)** e pela **Temperatura Crítica Superior (TCS)**.

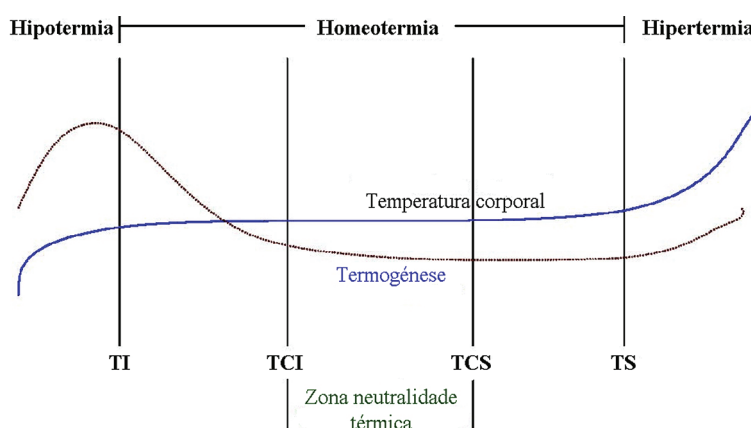


FIGURA 3.2 – Variações da temperatura corporal de um animal homeotérmico em função da temperatura do ar (Segundo Bridi, 2008, 2010).

TI – Temperatura inferior mínima, TCI – Temperatura de conforto térmico inferior, TCS – Temperatura de conforto térmico superior, TS – Temperatura superior máxima.

A zona de conforto térmico varia em função de vários factores: a genética, o indivíduo (idade, sexo, peso/condição corporal, cobertura de penas), a alimentação, as condições climáticas (temperatura e teores de humidade do ar, dinâmica atmosférica), condições de instalação, tamanho do grupo, factores sociais, entre outros. Geralmente, as aves gastam cerca de 80% da energia ingerida na manutenção da homeotermia e 20% na produção.

Existe igualmente uma faixa de temperatura do ar em que os animais conseguem manter a sua homeotermia (entre TI e TS), ou seja, manter a sua temperatura corporal relativamente estável, independente da temperatura do ar. Todavia, estes necessitam de proceder a ajustes fisiológicos para conseguirem manter a sua temperatura corporal constante. Sempre que a temperatura do ar for inferior à da zona de conforto térmico, os animais terão de produzir calor corporal (**termogénese**). Para o efeito são utilizados mecanismos metabólicos condicionados pela genética, pelo peso corporal, pelo nível de produção, pela ingestão de alimentos, pela qualidade dos alimentos e, em menor grau, pelo exercício físico. Pelo contrário, sempre que a temperatura do ar for superior à da zona de conforto térmico, os animais diminuem a ingestão de alimentos e a produção de calor, aumentam a dissipação de calor para o meio ambiente (**termólise**) e reduzem o exercício físico. Em ambos os casos, as necessidades energéticas de manutenção (para gerar ou dissipar calor) sobem, diminuindo as disponibilidades de energia utilizáveis na reprodução e/ou produção.

Abaixo da TI, os animais não conseguem o aporte de energia térmica suficiente para compensar as suas perdas, e acima da TS eles são incapazes de impedir a elevação de sua temperatura interna, ocorrendo, respectivamente, a hipotermia e a hipertermia.

4. EFEITOS DAS TEMPERATURAS ELEVADAS SOBRE A SECREÇÃO DE HORMONAS

Os animais de sangue quente só conseguem alcançar a endotermia algum tempo depois de nascerem. Nos períodos embrionário e neonatal, o seu mecanismo de termorregulação desenvolve-se de forma gradual. Nos galináceos, por exemplo, o hipotálamo, estrutura integradora dos sinais térmicos, começa a diferenciar-se, juntamente com o encéfalo e a medula espinal, logo no segundo dia de incubação, mas este processo só termina 3 semanas após a eclosão. Até aos 10 dias de idade, os pintos têm dificuldade em regular a sua temperatura corporal. Neste sentido, os pintos têm de ser aquecidos com recurso a fontes externas de calor. Porém, qualquer perda de calor sensível ou evaporativa pode comprometer a taxa de crescimento.

A resistência das aves ao calor diminui com a idade. Na verdade, elas resistem melhor ao frio do que ao calor. O calor modifica a actividade do sistema neuro-endócrino, dado que activa o eixo HPA e, consequentemente, eleva os níveis plasmáticos de corticosteróides, para auxiliar nos processos metabólicos. Por outro lado, o eixo HPA altera o funcionamento da tiróide. As hormonas tiroideias – triiodotironina (T3) e tiroxina (T4) – regulam a temperatura corporal e a actividade metabólica. O calor diminui de forma consistente os níveis circulantes de T3, enquanto os seus efeitos sobre os níveis circulantes de T4 são inconsistentes – aumentam, diminuem ou não produz qualquer efeito. A redução da secreção de hormonas tiroideias reduz a actividade metabólica.

De acordo com o anteriormente exposto, o calor afecta negativamente a produção de carne e de ovos, alterando o perfil neuro-endócrino das aves (activação do eixo HPA) e reduzindo a ingestão voluntária de alimentos. De um modo geral, as aves reagem todas da mesma forma ao calor, ainda que expressem variações individuais na força e na duração das respostas, dependendo da intensidade e da duração da exposição ao mesmo. Outra potencial causa de variação individual resulta do facto do *stress* causado pelo calor ser frequentemente experienciado simultaneamente com outros factores causadores de

stress: elevada humidade relativa do ar e densidade, ventilação insuficiente, interacção sociais, experiência, entre outros.

Dados recentes indicam que a resposta ao calor tem igualmente uma base genética. Nas regiões tropicais, particularmente nos países em desenvolvimento, o melhoramento genético para a tolerância ao calor pode constituir uma solução de baixo custo para melhorar a produtividade das explorações avícolas. Nos últimos anos, vários autores têm tentado reduzir ou alterar a extensão da plumagem que recobre os galináceos, aproveitando os genes que controlam a formação tardia das penas, de penas enrugadas (*frizzled*) e de carecas ou a não formação de penas.

5. RESPOSTAS FISIOLÓGICAS E COMPORTAMENTAIS ÀS ELEVADAS TEMPERATURAS DO AR

Sob elevadas temperaturas do ar, os galináceos alteram o seu comportamento e a sua homeostasia fisiológica, procurando reduzir a sua temperatura corporal (Figura 3.3).

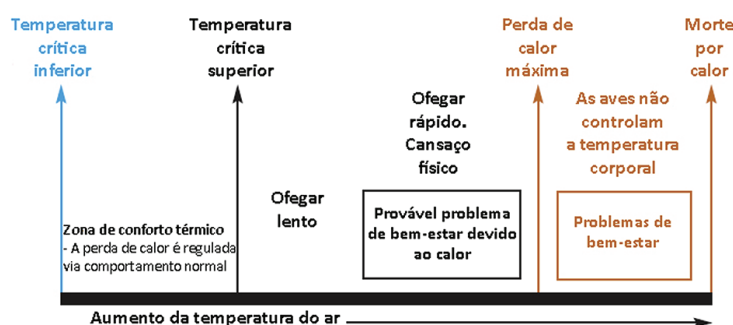


FIGURA 3.3 – Respostas comportamentais às elevadas temperaturas do ar.

Nas galinhas, a temperatura corporal é de 41,0°C (40,6-42,2°C), superior à dos mamíferos domesticados. As aves expostas ao calor tendem a apresentar uma temperatura rectal superior, o que significa que não estão a conseguir manter a homeostasia térmica.

As galinhas domesticadas são claramente menos tolerantes ao calor do que ao frio. A redução da sua temperatura corporal até 20°C abaixo da temperatura normal não as impede de recuperar quando devidamente reaquecidas. Pelo contrário, elas possuem um leque limitado de opções para perder calor corporal. Não possuem glândulas sudoríparas, pelo que são incapazes de perder calor por evapotranspiração cutânea, embora apresentem alguma difusão de água através da pele. Apenas a cabeça apresenta alguns apêndices (exemplo, crista e barbilhões) muito irrigados e que possibilitam uma perda directa de calor (irradiação e convecção). Neste sentido, é mais fácil as aves domesticadas morrerem de hipertermia do que de hipotermia.

Nos galináceos, a zona de conforto térmico varia entre os 30-35°C, em pintos do dia, entre os 21-23°C, em frangos de 35-42 dias (Quadro 3.1) e entre os 21-24°C, em frangos mais velhos. Nas primeiras semanas de vida dos pintos, as elevadas temperaturas do ar podem induzir hipertermia com desidratação. Esta causa uma redução no consumo de alimentos sólidos e um atraso no crescimento. Temperaturas inferiores às da zona de conforto térmico podem desencadear quadros hipotérmicos, podendo induzir a síndrome de hiperventilação pulmonar.

QUADRO 3.1 – Guia geral das respostas das galinhas sujeitas a diferentes temperaturas do ar (Bhadauria et al., 2014)

Temperatura do ar	Respostas fisiológicas
12,8-23,9°C	Zona de conforto térmico. Neste intervalo de temperatura, as aves não necessitam de alterar o seu metabolismo basal ou o seu comportamento para manterem a sua temperatura corporal.
18,3-23,9°C	Intervalo de temperaturas do ar ideais.
23,9-29,4°C	É expectável uma ligeira redução no consumo de alimentos, ainda que se a ingestão de nutrientes for adequada, a eficiência produtiva continua a ser boa. Quando os valores da temperatura são próximas do limite superior, o tamanho dos ovos e a qualidade da casca reduzem-se.
29,4-32,2°C	O consumo de alimentos reduz-se ainda mais. Os ganhos de peso diminuem. O tamanho e a qualidade da casca do ovo deterioram-se. Antes de serem alcançadas estas temperaturas, todos os procedimentos de arrefecimento devem ser accionados.
32,2-35,0°C	O consumo de alimentos continua a baixar. Surge o risco de prostração por calor entre as poedeiras, particularmente entre as aves mais pesadas e as que estão em plena produção. Nestas temperaturas, todos os procedimentos de arrefecimentos devem estar devidamente implementados.
35,0-37,8°C	A prostração por calor é possível. Devem ser adoptadas medidas de emergência. O consumo de alimentos e a produção de ovos reduzem-se dramaticamente. O consumo de água é muito elevado.
> 37,8°C	São necessárias medidas de emergência para arrefecer os animais. Sob estas temperaturas do ar, a sobrevivência das aves deve constituir uma séria preocupação.

Nas galinhas poedeiras, o *stress* causado pelo calor começa quando a temperatura do ar ultrapassa os 26,7°C e os seus efeitos tornam-se visíveis a partir dos 29,4°C, quando a temperatura corporal das galinhas atinge os 42,0-42,5°C. A temperatura do ar máxima suportada por qualquer animal corresponde àquela a partir da qual as células vivas e os tecidos deixam progressivamente de funcionar, devido à desnaturação das enzimas – alteração da sua forma e actividade. No caso das galinhas, esta temperatura é de 46,0°C. A capacidade destes animais fazerem face à hipertermia é inferior à dos demais animais pecuários e rapidamente sucumbem.

5.1. MECANISMOS DE PERDA DE CALOR

Os galináceos, para além de não possuírem glândulas sudoríparas, têm o corpo quase todo coberto por penas, um metabolismo rápido e uma temperatura corporal elevada. Contudo, estes animais podem utilizar vários mecanismos de termorregulação e de homeostasia para controlar a sua temperatura corporal: radiação, convecção, condução e evaporação respiratória (Figura 3.4). As aves utilizam os sacos de ar nas trocas de calor com o meio ambiente (Figura 3.5). A respiração ofegante promove a circulação de ar na sua superfície, o que contribui para aumentar as trocas gasosas e as trocas de calor.

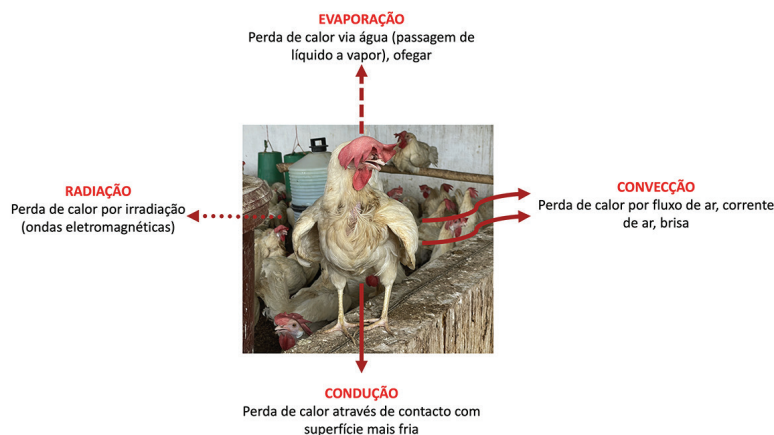


FIGURA 3.4 – Mecanismos de perda de calor nas galinhas.

5.1.1. PERDA DE CALOR SENSÍVEL

A quantidade de calor perdido por radiação, condução e convecção depende da diferença entre a temperatura corporal da ave e a temperatura do meio ambiente. Na verdade, estes mecanismos permitem às aves perder até 70% do seu excesso de calor. Há perdas de calor a partir de superfícies como a crista, os barbilhões, as patas e outras áreas sem penas (debaixo das asas). Estes mecanismos de termorregulação são responsáveis pela perda de calor sensível. São eficazes quando a temperatura do ar é inferior ou está na zona de conforto térmico. Sob temperaturas do ar mais elevadas ($>21,0^{\circ}\text{C}$) estes mecanismos são bastante ineficazes. As aves recorrem então à evaporação respiratória.

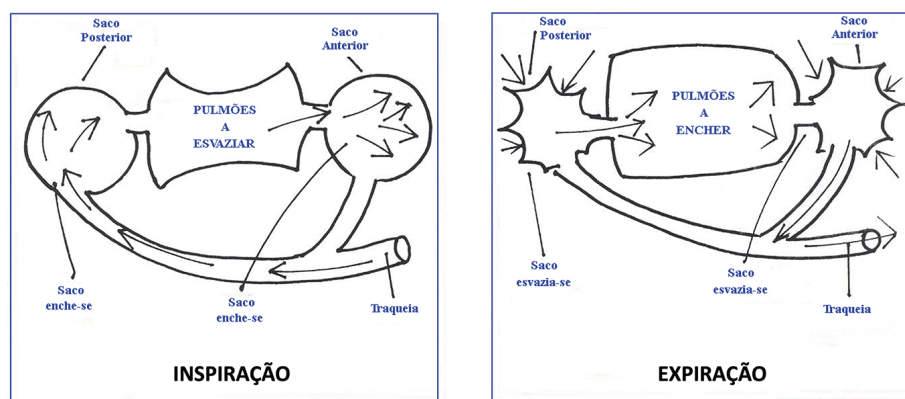


FIGURA 3.5 – Utilização dos sacos de ar nas perdas de calor por evaporação (Segundo RCI, 2019).

Na regulação da temperatura corporal por perda de calor sensível, as galinhas não necessitam de alterar drasticamente os seus padrões normais de comportamento, de ingestão de alimentos ou de metabolismo.

5.1.2. PERDA DE CALOR EVAPORATIVO

Como as aves não possuem glândulas sudoríparas, a perda de calor por evaporação dá-se por via respiratória. Nas regiões tropicais ou nos meses mais quentes do ano nas regiões temperadas, o principal mecanismo de perda de calor corporal resulta do arrefecimento

evaporativo respiratório e da elevação da frequência respiratória (até 10 vezes). Por cada grama de água evaporada, as aves perdem cerca de 530-550 calorias. As perdas de calor por evaporação respiratória devem ser superiores às geradas por ela.

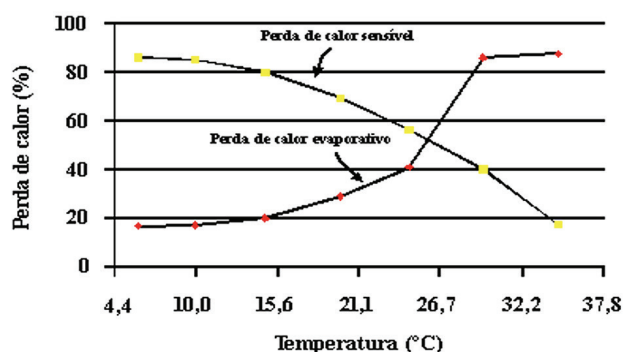


FIGURA 3.6 – Métodos de perda de calor corporal nas aves, em função da temperatura do ar (Adaptado de Bhaduria et al., 2014).

Quando a temperatura do ar ronda os 25°C, o mecanismo de perda de calor corporal passa gradualmente de perda de calor sensível para perda de calor evaporativo (Figura 3.6). A partir dos 26,7°C, a dissipação de calor por evaporação respiratória é já significativa. Ela implica a perda de água corporal. O ofegar gera calor, mas este não aumenta a temperatura dentro das instalações.

A TEMPERATURAS DO AR ELEVADAS (SUPERIORES A 25°C) E SOB TEORES DE HUMIDADE RELATIVA DO AR ELEVADOS (SUPERIORES A 40%)

A HOMEOSTASE COMEÇA A FALHAR E O **STRESS** TÉRMICO TEM INÍCIO

À medida que o stress térmico se agrava, a temperatura corporal interna eleva-se: por cada grau de aumento, a taxa metabólica sobe 20-30%.

A subida da temperatura é detectada a nível do hipotálamo que desencadeia várias respostas fisiológicas e comportamentais:

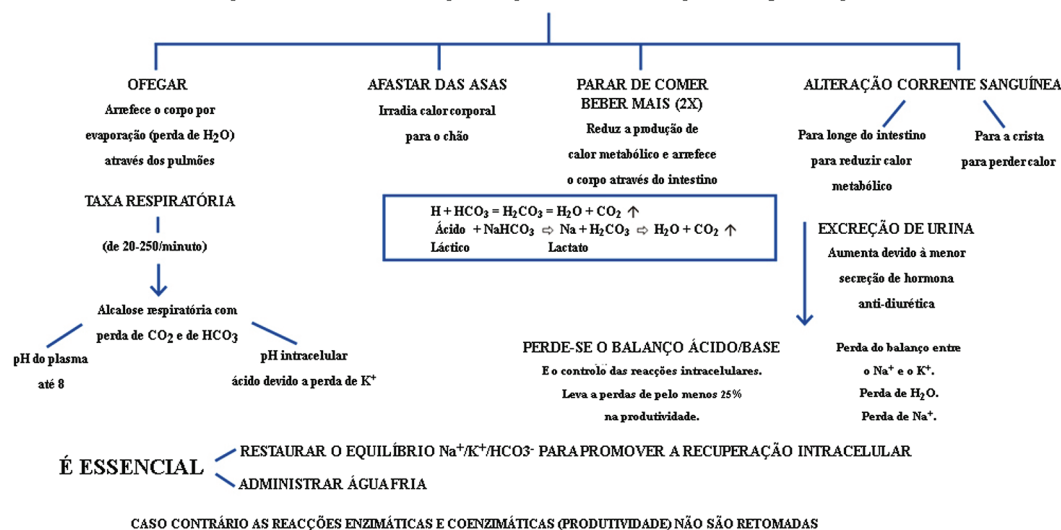


FIGURA 3.7 – Respostas fisiológicas e comportamentais das aves a elevadas temperaturas e teores de humidade relativa do ar (Adaptado de RCI, 2019).

Os elevados teores de humidade relativa do ar potencializam os efeitos negativos do calor (Figura 3.7 e Quadro 3.2). Sob elevadas temperaturas do ar, a eficiência da evaporação diminui com o aumento dos teores de humidade relativa do ar, ou seja, à medida que o ar

fica mais saturado com vapor de água. Sob baixas temperaturas do ar, elevados teores de humidade relativa do ar reduzem o isolamento térmico. No primeiro caso, a temperatura corporal aumenta e a taxa respiratória sobe de 20 para 240 ciclos/minuto. Consequentemente, aumenta a produção de resíduos metabólicos.

QUADRO 3.2 – Efeito do teor de humidade relativa do ar sobre a capacidade de perda de calor corporal em aves (RCI, 2019)

Temperatura (°C)	Humidade (%)	Perda total de calor
34	40	80% por evaporação (ofegar)
34	50	Desce para 50%
34	100	0%, o animal morre

5.1.2.1. ALCALOSE RESPIRATÓRIA

A consequência mais grave do aumento da temperatura do ar e consequente do aumento da frequência respiratória é o aparecimento de distúrbio do equilíbrio ácido-base, denominado de **alcalose respiratória** (Figura 3.8). A alcalose respiratória resulta da eliminação excessiva de dióxido de carbono (CO_2 ; produto final da oxidação dos hidratos de carbono, dos lípidos e das proteínas). O CO_2 é importante porque reage com a água (H_2O), por acção da enzima anidrase carbónica, formando ácido carbónico (H_2CO_3). Este é um importante agente tampão do pH sanguíneo. A diminuição da concentração de CO_2 conduz à queda da concentração de H_2CO_3 e de iões de hidrogénio, que resulta num aumento do pH do sangue. Consequentemente, os fluidos corporais tornam-se mais alcalinos e os rins excretam vários electrólitos em excesso.

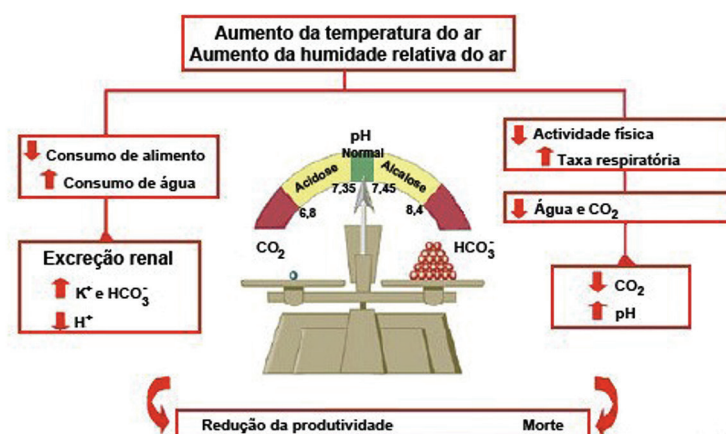


FIGURA 3.8 – Consequências do aumento da temperatura e dos teores de humidade relativa do ar (Segundo Bridi, 2008).

À medida que o pH corporal se altera, a ingestão voluntária de alimentos é deprimida, o que afecta negativamente o crescimento, a produtividade e o desempenho geral do animal.

Nas galinhas poedeiras, a alcalose respiratória desencadeia um desequilíbrio electrolítico e mineral. Para compensar a alcalose ocorre uma descarga de ácidos orgânicos no sangue. Estes formam um complexo com o cálcio (Ca^{2+}), diminuindo a quantidade de bicarbonato de cálcio e de Ca^{2+} livre ou ionizado, que é normalmente utilizado na formação da casca do ovo. Consequentemente, a qualidade dos ovos diminui. Estes tornam-se mais pequenos e apresentam uma casca mais fina (Figura 3.9).

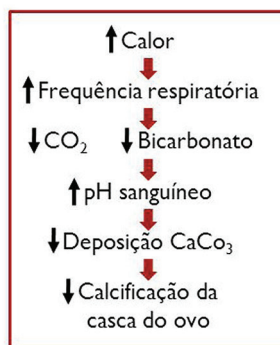


FIGURA 3.9 – Efeitos do stress causado pelo calor sobre a casca de ovo (Segundo Bridi, 2008).

O stress causado pelas elevadas temperaturas do ar aumenta a excreção renal de potássio (K^+), que resulta na redução da sua concentração plasmática e, consequentemente, na queda da produção de ovos, pois este ião está envolvido na condução nervosa, na excitação e na contracção muscular e na síntese de proteínas. No mesmo sentido baixam os níveis circulantes de fósforo. Pelo contrário, aumentam os de sódio e os de cloro.

Nas galinhas reprodutoras e nas poedeiras, os efeitos da alcalose respiratória são particularmente importantes, uma vez que afectam a qualidade da casca do ovo. Contudo, os mecanismos fisiológicos envolvidos na redução da qualidade do ovo continuam pouco conhecidos. Sabe-se que incluem alterações na endocrinologia da reprodução e na absorção de Ca^{2+} a nível do intestino.

5.2. EFEITOS DAS ELEVADAS TEMPERATURAS DO AR

As elevadas temperaturas do ar afectam negativamente o crescimento, a produção de ovos, o peso dos ovos, o tamanho dos ovos, a qualidade da casca e a eclosão (Figura 3.10).

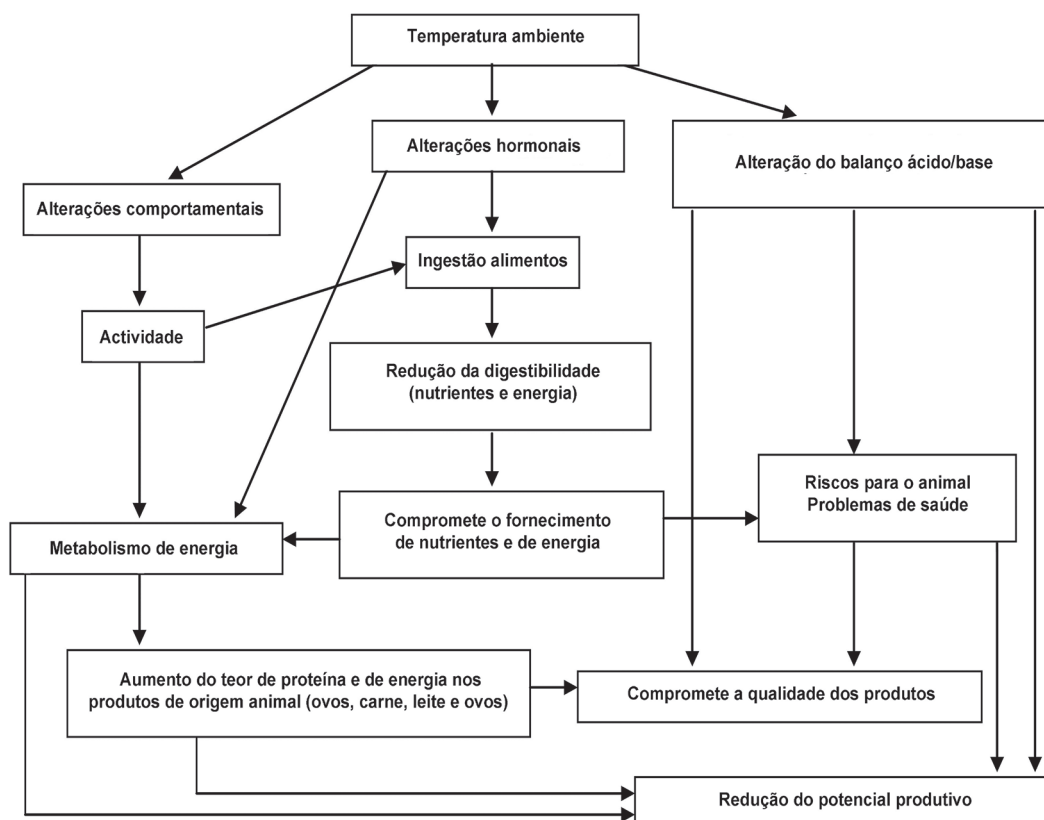


FIGURA 3.10 – Efeitos negativos das elevadas temperaturas do ar sobre a capacidade produtiva dos animais adultos (Segundo Bridi, 2008).

5.2.1. SOBRE OS FRANGOS DE CARNE

Nos frangos de carne, os efeitos do *stress* causado pelo calor podem ser muito marcados, particularmente quando associados a elevados teores de humidade relativa do ar. Interferem com o seu bem-estar, a ingestão voluntária de alimentos, a taxa de conversão alimentar [(consumo de alimento num dado período de tempo/ganho de peso) x 100], o crescimento e a qualidade da carcaça. Produz-se assim um atraso na sua comercialização, uma diminuição do seu valor comercial e uma importante perda económica. Por outro lado, o *stress* causado pelas elevadas temperaturas do ar aumenta a taxa de mortalidade.

5.2.2. SOBRE AS GALINHAS POEDEIRAS

Nas regiões quentes do globo terrestre, as galinhas poedeiras não conseguem manifestar o seu potencial genético de produção de ovos. Elas são particularmente sensíveis ao *stress* causado calor, uma vez que a sua produção de calor metabólico, resultante da elevada taxa de produção de ovos, é muito alta. Por outro lado, porque elas não possuem glândulas sudoríparas e a sua taxa de evaporação respiratória é insuficiente para manter

a temperatura corporal dentro de valores normais, particularmente quando a temperatura e os teores de humidade relativa do ar são muito elevados, elas têm de realizar um maior número de adaptações termorreguladoras para evitar a morte por exaustão térmica. Nestas galinhas, o *stress* causado pelo calor promove uma redução da qualidade dos ovos, que resulta numa diminuição do seu tempo de armazenamento.

5.2.3. SOBRE AS GALINHAS REPRODUTORAS

Nos reprodutores, as elevadas temperaturas do ar, associadas a elevados teores de humidade relativa do ar, baixam a taxa de fertilidade e, conseqüentemente, a taxa de eclosão. O aumento da temperatura corporal tem um efeito negativo sobre a formação dos gâmetas e o processo de fecundação.

5.3. SINAIS CLÍNICOS DO *STRESS* CAUSADO PELO CALOR

As aves sujeitas a elevadas temperaturas do ar exibem várias alterações comportamentais e fisiológicas que lhes permitem restabelecer o seu balanço térmico com o meio envolvente. As aves adultas demoram cerca de 5 dias a aclimatizarem-se ao calor. As aves são particularmente sensíveis a mudanças súbitas e acentuadas das temperaturas do ar.

À medida que a temperatura do ar ultrapassa a zona de conforto térmico, as galinhas procuram locais frescos e sombras, escavam um buraco no solo para expor uma parte fria do substrato (para aumentar as perdas de calor por condutividade) e passam menos tempo a ingerir alimentos sólidos, em interações sociais, a deslocar-se, a mudar de posição, a tomar banhos de poeira, a bater ou a esticar as asas e a sacudir as penas. Pelo contrário, passam mais tempo de olhos fechados, a beber (para aumentar as perdas de calor por condutividade), a ofegar, de asas levantadas, deitadas, a descansar e a praticar picassismo. Geralmente, as asas encontram-se afastadas do corpo para promover o arrefecimento do corpo por irradiação e convecção e por redução da insolação. Por outro lado, induzem a pilo-ereção, o que facilita as perdas de calor por irradiação e condução. As aves tendem a molhar a crista e os barbilhões para aumentar as perdas de calor por evaporação.

Quando faz muito calor, no fígado, no coração e nos músculos dos membros, a actividade metabólica tende a ser mais marcada, pelo que gera localmente grandes quantidades de calor. Estes órgãos situam-se longe da pele. Muito do calor corporal é perdido através da pele e do tracto respiratório (Figura 3.11), pelo que o calor tem de ser distribuído por todo o organismo. Os tecidos têm uma **condutividade térmica** semelhante à da cortiça, ou seja, a condução não é uma forma eficiente de distribuição de calor. Consequentemente, o sangue que profunde um órgão metabolicamente activo recolhe calor e transfere-o para as partes mais frias do corpo por **convecção circulatória**. Na pele, os vasos sanguíneos dilatam-se de modo a facilitar a perda de calor. A redistribuição do fluxo sanguíneo pode transferir calor preferencialmente para certas regiões do corpo ou permitir que algumas regiões arrefeçam quando a manutenção da temperatura do cérebro e das principais vísceras (**temperatura central**) está ameaçada.

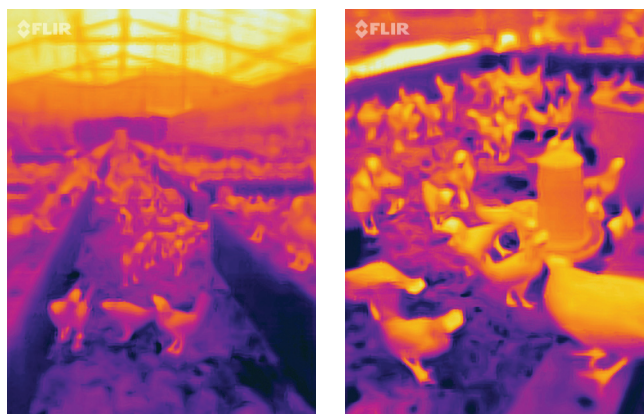


FIGURA 3.11 – Imagem termográfica do pavilhão e frangos sujeitos a elevadas temperaturas do ar.

Sob condições de *stress* causado pelas elevadas temperaturas do ar, a transferência circulatória do calor para a pele (veias superficiais) pode ser drasticamente aumentada. As arteríolas dos leitos vasculares cutâneos dilatam-se, o que resulta no aumento do fluxo sanguíneo capilar (Figura 3.12). Por seu turno, sob *stress* causado pelo frio, os leitos vasculares cutâneos contraem-se, pelo que a temperatura da pele e dos membros diminui. Isto resulta numa menor perda cutânea de calor e num gradiente térmico ao longo dos membros. O fluxo sanguíneo dos membros retorna ao centro do corpo através de veias profundas que acompanham as artérias. O calor é transferido por **troca em contracorrente**, do sangue arterial aquecido para o sangue venoso, mais frio, e desse modo retorna ao centro do corpo através de veias profundas que acompanham as artérias. Em condições de frio muito intenso, a temperatura da pele das extremidades pode aproximar-se da temperatura do ar.

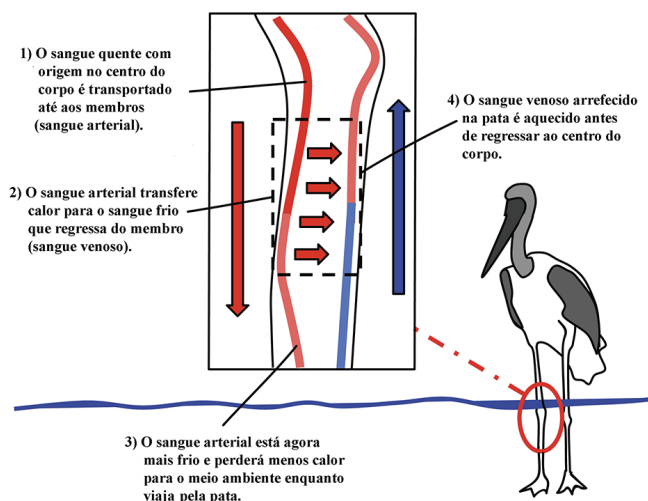


FIGURA 3.12 – Trocas de calor a nível dos membros das aves (Segundo Khan Academy, 2020).

6. IMPACTO DAS ELEVADAS TEMPERATURAS DO AR SOBRE A PRODUÇÃO AVÍCOLA

Nas regiões tropicais e subtropicais, a avicultura é a produção animais que mais tem crescido nas últimas décadas, alimentando as pessoas, dando-lhes emprego e constituindo uma fonte de rendimentos, ou seja, contribuindo para a sua fixação no meio rural. Contudo, nestas regiões do globo terrestre as condições ambientais têm um grande impacto na produção de carne e de ovos. Nas aves, o calor promove respostas comportamentais, fisiológicas e imunológicas que afectam negativamente a sua produtividade.

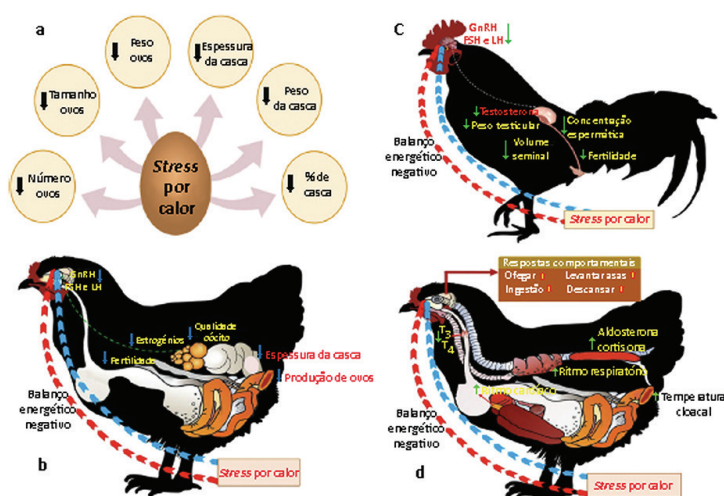


FIGURA 3.13 – Impacto do stress causado pelo calor sobre a produtividade e a adaptabilidade (Segundo Vandana et al., 2021).

a) sobre a produção de ovos, b) sobre a reprodução da galinha, c) sobre a reprodução do galo e d) sobre a adaptabilidade.

Nos Estados Unidos da América (EUA) estima-se que as perdas económicas anuais no sector da Produção Animal, relacionadas com as elevadas temperaturas do ar, variem entre 1,69-2,36 biliões de dólares. Só no sector da Produção Avícola, estas perdas são superiores a 100 milhões de dólares.

6.1. DESEMPENHO REPRODUTIVO

O calor pode afectar a função reprodutiva de várias formas. Ele perturba o funcionamento do eixo hipotálamo-hipófise-gónadas e, consequentemente, a função ovárica e testicular. No mesmo sentido, o calor altera o funcionamento da tiróide e, consequentemente, a actividade metabólica e a função reprodutiva.

6.1.1. NOS GALOS

Nos galos, o calor afecta todas as fases da produção de sémen. Contudo, o stress agudo causado pelo calor não afecta a produção espermática. Na verdade, ainda que inicialmente as temperaturas ligeiramente elevadas estimulem o crescimento testicular e aumentem o volume e a concentração espermática, uma subida mais marcada das mesmas

suprime a capacidade reprodutiva devido ao decréscimo da diferenciação celular do epitélio seminífero. Com o tempo diminui o tamanho dos testículos, a quantidade e a qualidade do sêmen, nomeadamente, o volume seminal, a concentração espermática, a motilidade dos espermatozóides (SPZ) e as percentagens de células espermáticas normais e vivas. A exposição dos frangos de carne a uma temperatura de 32°C causa um declínio de 42% na sua capacidade fertilizadora e de 52% na capacidade dos seus SPZ penetrarem *in vivo* um ócito, quando comparado com as mesmas capacidades demonstradas por machos mantidos a 21°C. O calor reduz ainda a longevidade dos SPZ armazenados na junção útero-vaginal.

6.1.2. NAS GALINHAS

Nas galinhas, o calor, particularmente quando acompanhado de elevados teores de humidade relativa do ar, baixa as taxas de fertilidade e de eclosão. As exposições aguda e crónica a elevadas temperaturas do ar determinam um declínio da função ovárica e o aparecimento de distúrbios no desenvolvimento folicular – redução do peso do ovário, do número de folículos grandes, do peso dos ovos e da taxa de postura. Ao que tudo indica, o declínio da actividade reprodutiva está relacionada, pelo menos em parte, com o aumento da secreção de prolactina. Esta hormona inibe a secreção de GnRH ou de gonadotropinas. Adicionalmente, o calor diminui a espessura da casca e a percentagem de casca dos ovos. Aumentam assim os riscos destes se partirem.

As galinhas poedeiras inseminadas de manhã, quando as temperaturas do ar ainda não são muito elevadas, apresentam taxas de fertilidade e de eclosão superiores às das galinhas poedeiras inseminadas no período da tarde, após várias horas de temperaturas elevadas.

6.2. DESENVOLVIMENTO EMBRIONÁRIO

O calor tem efeitos adversos sobre o crescimento embrionário. Em diferentes fases da incubação, o sobreaquecimento dos ovos causa o crescimento diferenciado de diferentes tecidos, nomeadamente do esqueleto. Os embriões expostos a elevadas temperaturas apresentam uma face mais curta e pulmões mais leves. Nasceram mais fracos, acabando por ser abatidos por apresentarem uma marcha instável. Durante a incubação, as elevadas temperaturas do ar atrasam o desenvolvimento tanto do embrião como do pinto pós-nascimento. Todavia, alguns autores enfatizam que os embriões expostos a *stress* térmico (altas e baixas temperaturas) durante a incubação adquirem uma maior capacidade de sobreviver pós-eclosão a eventos climáticos extremos.

6.3. CRESCIMENTO E EFICIÊNCIA PRODUTIVA

O *stress* causado pelo calor reduz a taxa de crescimento e a produtividade, uma vez que promove uma diminuição da ingestão voluntária de alimentos sólidos e da taxa de conversão alimentar. Pelo contrário, aumenta a ingestão de água. Enquanto a redução do consumo de alimentos sólidos demora algumas horas a estabelecer-se, o aumento do consumo de água é imediato. À medida que a temperatura do ar aumenta, a ave, procurando manter o equilíbrio entre a produção e as perdas de calor, diminui a ingestão de alimentos sólidos, tendo em vista a redução da produção de calor metabólico. Entre os

32-38°C, a um aumento de 1°C corresponde uma redução de 5% na ingestão voluntária de alimentos sólidos. Em frangos de carne com 42 dias de idade, o calor determina uma redução de 16,4% na ingestão voluntária de alimentos sólidos e de 32,6% do peso corporal. Por outro lado, o calor reduz a digestibilidade dos alimentos e os níveis plasmáticos de proteínas e de Ca^{2+} . O consumo de água fria aumenta o crescimento e melhora a taxa de conversão alimentar. Estes resultados não foram registados por outros autores.

Nos frangos de carne, a inibição do crescimento e da produtividade é aparentemente mediada pelas hormonas do *stress*, particularmente pelos corticosteróides. Nestes animais, as alterações endócrinas promovidas pela exposição crónica ao calor estimulam a acumulação de lípidos, através do aumento de novo da lipogénese, e o catabolismo dos aminoácidos. Os efeitos do calor sobre o crescimento são inferiores aos causados pela sobrelotação das instalações, tanto do ponto de vista do bem-estar animal, como da produtividade.

6.4. QUALIDADE DA CARNE

Os efeitos do calor sobre os frangos de carne são particularmente marcados, uma vez que eles necessitam de ingerir grandes quantidades de alimentos, nomeadamente de proteína, o que aumenta a produção de calor interno. Por outro lado, estes animais apresentam normalmente um menor desenvolvimento dos seus sistemas respiratório e cardiovascular relativamente ao crescimento do conjunto do organismo.

O calor pode afectar negativamente a qualidade da carcaça através de dois mecanismos: directamente, influenciando o metabolismo de órgãos e de músculos (que podem persistir após o abate) e indirectamente, promovendo alterações no manuseio aplicado. Assim, por exemplo, pode reduzir a proporção de músculos do peito e a deposição de gordura e aumentar a proporção de músculos das coxas. Pelo contrário, alguns autores referem que o calor diminui o tamanho das coxas. No mesmo sentido, alguns autores afirmam que as elevadas temperaturas do ar aumentam a deposição de gordura e reduzem a fracção proteica da carne. Estes efeitos parecem depender da raça e da duração do *stress* causado pelo calor. Nas regiões tropicais, a carne de frango contém normalmente menos proteína e mais gordura. Na verdade, o calor reduz a síntese proteica e aumenta a lipogénese.

O *stress* causado pelo calor influencia ainda a qualidade da carne, nomeadamente, reduzindo o seu peso na cocção, a sua suculência e a sua tenrura. Frequentemente, ele determina a formação de carnes pálidas, macias e exsudativas (PSE).

6.5. QUALIDADE DO OVO

Nas galinhas poedeiras, a produtividade pode ser afectada por uma multiplicidade de factores. Em muitas aviculturas, o *stress* causado pelas elevadas temperaturas do ar é o factor ambiental com maior impacto. Este reduz a ingestão voluntária de alimentos e consequentemente o peso corporal, a eficiência alimentar (ganho de peso médio por ave/consumo médio de ração por ave), a produção de ovos, o seu tamanho, o seu peso, a sua gravidade específica e a sua qualidade (valor nutricional, cor da gema do ovo e o peso, a espessura e a durabilidade da casca) (Quadro 3.3). Adicionalmente reduz a digestibilidade dos alimentos e os níveis plasmáticos de proteínas e de Ca^{2+} . Estes efeitos negativos tendem a agravar-se com o tempo de exposição às mesmas.

QUADRO 3.3 – Variação do peso da casca do ovo em função da temperatura do ar (ISA, 2009)

Temperatura do ar	Peso da casca (%)
19	5,6 g (100%)
23	5,4 g (96%)
32	4,9 g (88%)

Nas galinhas poedeiras, o calor limita a produção quantitativa e qualitativa de ovos, uma vez que elas passam a usar a energia metabólica dos alimentos para manter a sua temperatura corporal constante. Sob elevadas temperaturas do ar, a taxa respiratória aumenta de 29 ciclos/minuto (temperaturas amenas) para mais de 100 ciclos/minuto (temperaturas acima da zona de conforto térmico). Consequentemente, instala-se uma situação de hiperventilação e reduzem-se os níveis circulantes de CO_2 . A alcalose respiratória determina a redução, em aproximadamente 12%, da espessura da casca do ovo.

Dentro das instalações, o calor tende a aumentar os níveis de amoníaco presentes no ar. Níveis de amoníaco superiores a 20 ppm podem causar doenças respiratórias e afectar a produção de ovos. A luz também condiciona a qualidade dos ovos. Intensidades luminosas superiores a 500 lux aumentam em 12% a incidência de ovos com menos de 55 g. Intensidades luminosas inferiores a 50 lux não alteram o peso dos ovos.

6.6. BIOSSEGURANÇA

A segurança alimentar é uma das maiores preocupações da indústria avícola de carne e de ovos. Nas galinhas poedeiras, as elevadas temperaturas do ar afectam negativamente a qualidade dos ovos. A colonização destas aves por patogénicos alimentares, como *Salmonella* e *Campylobacter*, e a sua subsequente disseminação ao longo da cadeia alimentar humana, constituem uma grande preocupação de saúde pública e alimentar. O manuseamento e o consumo de produtos avícolas não cozinhados são uma das principais causas de doença alimentar.

6.6.1. TRANSPORTE

Durante o transporte, os frangos de carne podem ser sujeitos a uma grande variedade de factores de *stress*: método de captura, tipo de confinamento durante o transporte, movimento, mudanças de velocidade, vibrações, impactos, variações térmicas, fome, sede, interacções sociais e ruídos. As consequências destes factores adversos e suas combinações oscilam entre o ligeiro desconforto e a morte. Nesta complexa combinação de factores, o *stress* térmico, particularmente o causado pelo calor, desempenham um papel muito importante. Nas regiões mais quentes do globo terrestre, o transporte das aves deve ser feito em condições de temperatura controlada. Todavia, esta prática não é exequível na maioria dos países tropicais.

O confinamento associado ao transporte reduz a eficácia dos mecanismos comportamentais e fisiológicos de termorregulação. Nestas circunstâncias, as elevadas temperaturas do ar reduzem o bem-estar, aumentam os casos de animais feridos, a taxa de mortalidade e a qualidade da carne. Nos frangos, o *stress* agudo causado pelo calor pode danificar

os músculos esqueléticos (miopatia), diminuir a qualidade dos músculos do peito e das coxas e originar a formação de carnes PSE. Neste sentido, alguns autores recomendam que antes do abate se evite sujeitar os frangos de carne a situações de *stress* agudo, de modo a reduzir a incidência de alterações no metabolismo e na integridade das membranas das células musculares.

Durante o transporte, a mortalidade varia em função da estação do ano. Nos meses de Verão, ela tende a ser mais elevada. Na verdade, ela aumenta progressivamente com a subida da temperatura do ar. Outros factores que causam lesões e mortalidade são: a hora do dia em que o transporte é feito, a densidade e o tamanho das aves. O pré-condicionamento dos frangos ao calor, tendo em vista a melhoria da taxa de sobrevivência, pode aumentar a variabilidade do pH dos músculos do peito.

6.6.2. CONTAMINAÇÕES

Os efeitos deletérios do *stress* sobre a segurança alimentar são mediados por vários mecanismos potenciais. Embora se saiba que o *stress* está associado à presença de patógenos nos animais e nos seus dejectos, os mecanismos que lhe estão subjacentes permanecem mal conhecidos. Sabe-se sim que ele aumenta os riscos de contaminação dos produtos finais da Produção Avícola.

Durante muito tempo, as infecções entéricas promovidas pelo calor foram atribuídas aos efeitos que as hormonas e os mediadores associados ao *stress* exercem sobre o sistema imunitário (fundamentalmente, associados a imunossupressão). Porém, é possível que elas resultem dos efeitos que as hormonas e os mediadores associados ao *stress* exercem directamente sobre as bactérias patogénicas – endocrinologia microbiana. Ao que tudo indica, bactérias como *Salmonella* e *Campylobacter* são capazes de explorar as alterações neuro-endócrinas promovidas no hospedeiro pelo *stress*, de modo a promover o seu crescimento e a sua patogenicidade. Neste sentido, o *stress* ambiental pode modificar a interacção hospedeiro-patogénico.

O tracto gastrointestinal é particularmente sensível aos efeitos do *stress*, os quais podem alterar a microbiota protectora e reduzir a integridade do epitélio intestinal. Nos frangos de carne, as elevadas temperaturas do ar causam inflamação entérica e aumentam a permeabilidade intestinal, o que facilita a translocação de bactérias a partir do tracto intestinal. Alguns investigadores referem o desenvolvimento de alterações morfológicas, tanto nos frangos de carne, como nas galinhas poedeiras.

É possível que as elevadas temperaturas do ar, para além de aumentarem o número de bactérias presentes nas fezes das aves, também aumentem a duração e o nível de contaminação do ambiente onde elas são depositadas, potenciando a sua disseminação. Na verdade, vários estudos epidemiológicos demonstraram existir efeitos sazonais na ocorrência de *Salmonella* e de *Campylobacter* em bandos de frangos de carne e de galinhas poedeiras e em produtos avícolas. Todavia, alguns autores não encontraram qualquer efeito do calor sobre a longevidade de *Salmonella* presente nas fezes.

6.7. IMUNIDADE

O sistema nervoso central (CNS) modula a resposta imunitária através de uma complexa rede que actua bidireccionalmente entre o sistema nervoso e os sistemas endócrino e imunitário. O eixo HPA e o eixo simpático-adrenal medular (SAM) constituem as principais vias através das quais a resposta imunitária pode ser alterada. Sabe-se que os linfócitos, os monócitos ou os macrófagos e os granulócitos possuem receptores para muitos dos produtos neuro-endócrinos do HPA e do SAM, como o cortisol e as catecolaminas, que afectam o tráfego, a proliferação, a secreção de citocinas¹, a produção de anticorpos e a actividade citolítica.

Nas aves, as elevadas temperaturas do ar têm um efeito imunossupressor. Nas galinhas poedeiras ocorre uma redução do peso do timo e do baço, do fígado e da bursa de Fabrício. No córtex e na medula da bursa verifica-se uma diminuição do número de linfócitos. Diminuem ainda os níveis circulantes de anticorpos.

Nos frangos de carne, o calor, para além de deprimir a resposta humoral sistémica, reduz o número de linfócitos intra-epiteliais e de células secretoras de IgA presentes no tracto intestinal. Alguns autores observaram uma diminuição dos níveis circulantes de IgM e de IgG, tanto na resposta primária como na resposta secundária. Por outro lado, o calor baixa a resposta dos anticorpos e a capacidade fagocitária dos macrófagos. No mesmo sentido altera o número de células de defesa em circulação, promovendo um aumento do rácio heterófilos²/linfócitos, simultaneamente baixando o número de linfócitos e aumentando o número de heterófilos.

Os radicais livres e as espécies de oxigénio reactivo³ (ROS) são compostos gerados naturalmente no decurso de processos biológicos normais e são essenciais à ocorrência de vários processos corporais, incluindo a função imunológica. Contudo, a presença excessiva destes compostos pode danificar os constituintes de vários tecidos biológicos, incluindo lípidos, proteínas e ácido desoxirribonucleico (ADN). Sob condições de muito calor, à medida que o corpo da ave procura manter a homeostasia térmica, aumentam os níveis de ROS. Consequentemente, o organismo entra em *stress oxidativo* e começa a produzir e a libertar proteínas do choque térmico (HSP), com as quais procura proteger-se dos efeitos deletérios que as ROS exercem sobre as células. O uso de minerais (como o selénio) e de vitaminas (A, C e E) com efeitos antioxidantes permite reduzir os efeitos negativos do calor sobre vários tecidos.

¹ Citocinas são um extenso grupo de moléculas envolvidas na comunicação celular durante o desencadeamento das respostas imunitárias.

² Heterófilos são anticorpos induzidos por antígenos externos.

³ Espécies de oxigénio reactivo são moléculas instáveis que contêm oxigénio e que facilmente reagem com outras moléculas presentes na célula. O aumento do número destas moléculas na célula pode causar lesões no DNA, no RNA e em proteínas e causar morte celular. As espécies de oxigénio reactivo são radicais livres, também conhecidos por radicais de oxigénio.

6.8. INCIDÊNCIA DE DOENÇAS

Nas aves, as elevadas temperaturas do ar provocam desequilíbrios respiratórios, circulatórios e electrolíticos. O calor pode causar sibilos respiratórios e variações prolongadas do equilíbrio ácido-base (com efeitos tóxicos), que resultam na congestão da mucosa do tracto respiratório e no aumento do ritmo cardíaco. Consequentemente, a circulação sanguínea aumenta a nível periférico (superfície do corpo) e muscular e reduz-se a nível dos órgãos internos e das gónadas, condicionando o fornecimento e a utilização de oxigénio e de nutrientes em diferentes regiões corporais. Os sibilos podem resultar no incremento da taxa respiratória, na redução do fluxo de sangue a nível do tracto gastrointestinal, do fígado e dos rins, no declínio da taxa de conversão alimentar e na elevação da taxa de mortalidade. O calor pode ainda causar uma resposta inflamatória e um aumento acentuado da incidência de enterites agudas. As elevadas temperaturas do ar podem originar distúrbios hormonais, que resultam na instabilidade dos níveis circulantes de insulina e na diminuição da relação entre a T_3 e a T_4 e dos níveis circulantes de Hormona Folículo-Estimulante (FSH), de Hormona Luteinizante (LH), de estradiol e de progesterona.

As elevadas temperaturas do ar têm efeitos marcados sobre a prevalência de doenças zoonóticas. As alterações climáticas podem aumentar o número de insectos vectores, prolongar os ciclos de transmissão ou ampliar a importação de vectores ou de reservatórios animais. Podem ainda ter um efeito adverso sobre a biodiversidade, a distribuição e a migração das aves, com implicações na emergência de doenças.

7. TÉCNICAS DE MANEIO TENDENTES A REDUZIR A TEMPERATURA CORPORAL NAS AVES

Nas aves, a hipertermia pode ser combatida através da aplicação das seguintes técnicas de manejo:

1. Assegurar que as aves têm acesso a água limpa (de preferência fria);
2. A dieta deve satisfazer as necessidades das aves em energia e em proteína. À dieta deve ser adicionada gordura (mas não hidratos de carbono) e reduzido o aporte de proteínas (sem esquecer, no entanto, a administração dos aminoácidos essenciais). Não esquecer que os hidratos de carbono e as proteínas da dieta incrementam a produção de calor metabólico;
3. Adicionar electrólitos à água. Estes ajudam a balancear a composição electrolítica do meio interno e promovem uma maior ingestão de água. Nos frangos de carne, os electrólitos mais utilizados são as vitaminas A, B, D e E. Nas reprodutoras usa-se muito a vitamina C;
4. Alimentar as aves nos momentos mais frescos do dia, uma vez que as aves produzem calor metabólico durante a digestão dos alimentos e a absorção dos nutrientes. Nos frangos de carne, o alimento deve ser removido 6 horas antes de ser alcançado o momento mais quente do dia. Ultrapassado esse momento, pode-se reiniciar a sua alimentação;
5. Nos momentos mais quentes do dia, deixe as aves sossegadas;
6. Assegure-se que as aves dispõem de espaço suficiente. Reduza a sua temperatura corporal colocando poucas aves por compartimento. Quando a densidade de aves

é elevada, o seu calor metabólico é adicionado ao calor ambiental. A transferência de calor radiante entre aves é maior e o ar quente e húmido fica preso entre elas. Consequentemente, as perdas de calor tornam-se até 40% menos eficazes;

7. Assegure-se que as instalações são confortáveis e que estão bem ventiladas. De acordo com o tipo de controlo ambiental usado, as instalações podem ser classificadas como: **convencionais**, caracterizadas por um condicionamento térmico natural, ou seja, os aviários têm apenas cortinas laterais e aberturas no topo das coberturas, através das quais são definidos os perfis de fluxo de ar no seu interior, com base em ajustes feitos nas áreas de entrada e de saída de ar; **semi-climatizado**, caracterizado pela utilização de ventiladores em pressão positiva que definem os perfis de movimento do ar e alteram a temperatura e os teores de humidade relativa do ar dentro das instalações (podendo o aviário ter ou não forro) e **climatizado**, no qual o controlo das condições térmicas é superior aos anteriores, devido ao uso de ventiladores em pressão positiva ou de exaustores em pressão negativa (Figura 3.14), para controlo do fluxo de ar, sendo estes combinados com um sistema de arrefecimento que pode ser por nebulização ou pad cooling (placas de arrefecimento adiabático evaporativo);



FIGURA 3.14 – (a) Condicionamento térmico natural com cortinas laterais; (b) sistema climatizado com (c) exaustores instalados numa das extremidades de um pavilhão parafrangos de carne com sistemas de ventilação negativa longitudinal.

8. Pode ser necessário instalar um sistema de nebulização.

7.1. CONDICIONAMENTO TÉRMICO PRECOCE

Nos galináceos, o condicionamento térmico precoce (CTP) é uma técnica que implica a exposição de pintos com 3-5 dias de idade, durante 12 horas ou 24 horas, a temperaturas de 36-38°C. Ao que tudo indica, esta técnica permite aumentar, de forma prolongada, a resistência dos pintos e dos frangos de carne ao calor, sem afectar negativamente o seu crescimento e a sua taxa de conversão alimentar. Nestes animais, a temperatura corporal

tende a ser sempre mais baixa, o que sugere a alteração do estatuto metabólico. Nas regiões tropicais, resultados idênticos foram encontrados em condições reais de produção. Alguns autores observaram mesmo um incremento do peso dos frangos à idade de comercialização.

Durante a aplicação desta técnica, o crescimento é atrasado. A partir do dia seguinte produz-se um crescimento compensatório, que resulta num peso corporal superior quando da sua comercialização.

7.2. OUTRAS TÉCNICAS ALIMENTARES

Antes de se exporem os frangos de carne a elevadas temperaturas do ar, com o objectivo de aumentar a sua resistência ao calor, alguns autores propõem que eles sejam sujeitos a uma restrição alimentar temporária. A diminuição da ingestão de alimentos reduz a produção de calor metabólico e a taxa de mortalidade. Todavia, a aplicação desta técnica causa *stress* aos animais, reduz o crescimento e adia a data a que eles podem ser comercializados.

Face ao calor, as aves tendem naturalmente a reduzir a ingestão voluntária de alimentos. Desta forma reduzem a produção de calor metabólico nos períodos mais quentes do dia. Contudo, esta resposta comportamental afecta negativamente o seu potencial produtivo. Neste sentido, para aumentar a ingestão voluntária de alimentos, o alimento não deve ser distribuído nos momentos mais quente do dia. Ele deve ser oferecido aos animais preferencialmente durante a noite. Contudo, nas aves, o ritmo circadiano interno de ingestão de alimentos leva-os a não querer alimentar-se durante a noite. Este problema pode ser resolvido com recurso a um estímulo luminoso conseguido com luz artificial. Na verdade, pode ser vantajoso alterar o ritmo circadiano interno de actividade diurna para nocturna, escurecendo as instalações durante o dia e fornecendo luz durante a noite.

Nas galinhas poedeiras, a restrição alimentar parcial ou os regimes alimentares controlados diminuem os efeitos negativos do calor sobre a produção de ovos. Reduzir de dois para um, os períodos de distribuição de alimentos, favorece igualmente a produção de ovos. Neste caso, a melhor altura do dia para alimentar as galinhas poedeiras é ao fim da tarde (18.00 horas).

Nos frangos de carne, outra técnica de manejo usada para reduzir os efeitos do *stress* causado pelas elevadas temperaturas do ar é o regime alimentar duplo. Este implica a distribuição de uma dieta rica em proteína na fase mais fresca do dia e de uma dieta rica em energia (gordura) na parte mais quente do dia, mantendo-se assim o balanço nutricional ao fim do dia. Todavia, alguns autores afirmam que a ingestão de alimentos ricos em gordura reduz a ingestão voluntária de alimentos. Ao que tudo indica, este efeito é inferior ao originado por uma dieta rica em proteína e em hidratos de carbono. A aplicação desta técnica diminui ainda a temperatura corporal e a taxa de mortalidade.

A adição de água ao alimento sólido, na proporção de 1,5:1 (frangos de carne) ou de 1:1 (galinhas poedeiras), alivia os efeitos negativos do calor sobre a ingestão voluntária de alimentos, o crescimento, a taxa de conversão alimentar e o peso quando da sua comercialização.

A moagem dos alimentos reduz a sua digestão a nível da moela e, consequentemente, a produção de calor metabólico.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abioja, M.O., Osinowo, O.A., Smith, O.F., Eruvbetine, D. e Abiona, J.A., 2011. Evaluation of cold water and vitamin C on broiler growth during hot-dry season in SW Nigeria. *Archivos de Zootecnia*, **60** (232), 1095-1103.
- Abreu, V.M.N. e Abreu, P.G., 2011b. Os desafios da ambiência sobre os sistemas de aves no Brasil. *Revista Brasileira de Zootecnia*, **40**, 1-14.
- Ahaotu, E.O., De los Rios, P., Ibe, L.C. e Singh, R.R., 2019. Climate change in poultry production system - A review. *Acta Scientific Agriculture*, **3** (9), 113-117.
- Appleby, M.C., Mench, J.A. e Hughes, B.O., 2004. Poultry behaviour and welfare. CABI Publishing, Wallingford, RU, 276 pp..
- Aviagen, 2009. Environmental management in the broiler house. Aviagen Inc., Huntsville, EUA, 37 pp..
- Beker, A. e Teeter, R.G., 1994. Drinking water and potassium chloride supplementation effects on broiler body temperature and performance during heat stress. *Journal of Applied Poultry Research*, **3** (1), 87-92.
- Bhadauria, P., Kataria, J.M., Majumdar, S., Bhanja, S.K., Kolluri, D. e Kolluri, G., 2014. Impact of hot climate on poultry production system - A review. *Journal of Poultry Science and Technology*, **2** (4), 56-63.
- Bridi, A.M., 2008. Efeitos do ambiente tropical sobre a produção animal. In: <http://www.uel.br/pessoal/ambridi/Bioclimatologiaarquivos/EfeitosdoAmbienteTropicalsobreaProducaoAnimal.pdf> (consultado em 23/12/2019)
- Bridi, A.M., 2010. Adaptação e aclimatização animal. In: <http://www.uel.br/pessoal/ambridi/Bioclimatologiaarquivos/AdaptacaoeAclimatizacaoAnimal.pdf> (consultado em 18/04/2021)
- Bunchasak, C. e Silapasorn, T., 2005. Effects of adding methionine in low-protein diet on production performance, reproductive organs and chemical liver composition of laying hens under tropical conditions. *International Journal of Poultry Science*, **4** (5), 301-308.
- Chen, C.-F., Shiue, Y.L., Yen, C.-J., Tang, P.-C., Chang, H.-C. e Lee, Y.-P., 2007. Laying traits and underlying transcripts, expressed in the hypothalamus and pituitary gland, that were associated with egg production variability in chickens. *Theriogenology*, **68** (9), 1305-1315.
- Chen, Z., Zhang, J.R., Zhou, Y.W., Liang, C. e Jiang, YX., 2015. Effect of heat stress on the pituitary and testicular development of Wenchang chicks. *Archives Animal Breeding*, **58**, 373-378.
- Christensen, K., Thaxton, Y.V., Thaxton, J.P. e Scanes, C.G., 2012. Changes in body temperature during growth and in response to fasting in growing modern meat type chickens. *British Poultry Science*, **53** (4), 531-537.
- De Basilio, V., Requena, F., Leon, A., Velazco, Z. e Picard, M., 2002. Does early thermal conditioning sometimes fail to improve the resistance of broilers to heat stress? *Animal Research*, **51**, 407-420.
- De Basilio, V., Requena, F., Leon, A., Vilariño, M. e Picard, M., 2003. Early age thermal conditioning immediately reduces body temperature of broiler chicks in a tropical environment. *Poultry Science*, **82**, 1235-1241.
- DEFRA, 2005. Heat stress in poultry. Solving the problem. Defra Publications, Londres, RU, 24 pp..
- Fathi, N.M., Galal, A., ElSafty, S. e Mahrous, M., 2013. Naked neck and frizzle genes for improving chickens raised under high ambient temperature: I. Growth performance and egg production. *World's Poultry Science Journal*, **69**, 813-832.
- Harsini, S.G., Habibiyan, M., Moeini, M.M. e Abdolmohammadi, A.R., 2012. Effects of dietary selenium, vitamin E, and their combination on growth, serum metabolites, and antioxidant defense system in skeletal muscle of broilers under heat stress. *Biology Trace Element Research*, **148**, 322-330.
- ISA, 2009. From egg to chicken. Hatchery manual. ISA A Hendrix Genetics Company, Boxmeer, Holanda, 46 pp..
- Khan Academy, 2020. Temperature regulation strategies. <https://www.khanacademy.org/science/biology/principles-of-physiology/metabolism-and-thermoregulation/a/animal-temperature-regulation-strategies> (consultado a 22/01/2020)
- Klein, B.G., 2014. Cunningham tratado de fisiologia veterinária. 5ª Edição, Elsevier Editora Ltda., Rio de Janeiro, Brasil, 624 pp..
- Jâcome I.M.T.D., Rossi L.A. e Borille R., 2014. Influence of artificial lighting on the performance and egg quality of commercial layers: a review. *Brazilian Journal of Poultry Science*, **16** (4), 337-344.
- Jahejo, A.R., Leghari, I.H., Sethar, A., Rao, M.N., Nisa, M. e Sethar, G.H., 2016a. Effect of heat stress and ascorbic acid on gut morphology of broiler chicken. *Sindh University Research Journal (Science Series)*, **48** (4), 829-832.
- Jahejo, A.R., Rajput, N., Rajput, N.M., Leghari, I.H., Kale-ri, R.R., Mangi, R.A. e Sheikh, M.K. e Pirzado, M.Z., 2016b. Effects of heat stress on the performance of Hubbard broiler chicken. *Cells, Animal and Therapeutics*, **2** (1), 1-5.

- Lara, L.J. e Rostagno, M.H., 2013. Impact of heat stress on poultry production - Review. *Animals*, **3**, 356-369.
- Lei, L., Hepeng, L., Xianlei, L., Hongchao, J., Hai, L., Sheikahmadi, A., Yufeng, W. e Zhigang, S., 2013. Effects of acute heat stress on gene expression of brain-gut neuropeptides in broiler chickens. *Journal of Animal Science*, **91**, 5194-5201.
- Li, D., Zhang, L., Yang, M., Yin, H., Xu, H., Trask, J.S., Smith, D.G., Zhang, Z. e Zhu, Q., 2014. The effect of monochromatic light-emitting diode light on reproductive traits of laying hens. *Journal of Applied Poultry Research*, **23**, 367-375.
- Lin, H., Jiao, H.C., Buyse, J. e Decuypere, E., 2006. Strategies for preventing heat stress in poultry. *World's Poultry Science Journal*, **62**, 71-86.
- Marandure, T., Hamudikuwanda, H. e Mashonjowa, E., 2011. Effect of duration of early age thermal conditioning on growth and heat tolerance in broiler chickens. *Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry*, **10** (2), 1909-1917.
- Melesse, A., Maark, S., Pingel, H. e Lengerken, G.V., 2013. Term heat stress environment as measured by their performance traits. *Journal of Animal Production Advances*, **3** (8), 254-264.
- Mohan, J., Sharma, S.K., Kolluri, G. e Dahma, K., 2018. History of artificial insemination in poultry, its components and significance. *World's Poultry Science Journal*, **74**, 475-488.
- Napper, S., Dadgar, S., Arsenault, R.J., Trost, B., Scruten, E., Kusalik, A. e Shand, P., 2015. Induction of tissue- and stressor-specific kinomic responses in chickens exposed to hot and cold stresses. *Poultry Science*, **00**, 1-13.
- Nascimento, S.T. e Silva, I.J.O. da, 2008. As perdas de calor das aves: Entendendo as trocas de calor com o meio. *Revista Avisite*. In: https://www.avisite.com.br/cet/img/20100916_trocas_decalor.pdf (consultado em 18/04/2021)
- Niedziolka, M.W.L., 2012. Development of avian embryo thermoregulation and artificial incubation. *Животноводство и ветеринарная медицина*, **2**.
- Oke, O.E., Alo, E.T., Oke, F.O., Oyebamiji, Y.A., Ljaiya, M.A., Odefemi, M.A., Kazeem, R.Y., Soyode, A.A., Aruwajoye, O.M., Ojo, R.T., Adeosun, S.M. e Onagbesan, O.M., 2020. Early age thermal manipulation on the performance and physiological response of broiler chickens under hot humid tropical climate. *Journal of Thermal Biology*, **88**, 102517.
- Okpara, M.O., Egbu, C.F. e Ani, A.O., 2016a. Effect of relative humidity on the performance of Nera Black hens in a humid tropical environment. *Journal of Agriculture and Ecology Research Internacional*, **9** (1), 1-5.
- Okpara, M.O., Egbu, C.F. e Ani, A.O., 2016b. Effect of relative humidity on the performance of Shaver Brown hens in a humid tropical environment. *Advances in Research*, **7** (6), 1-5.
- Rama, T. e Sukandhiya, K., 2018. Physiological response of poultry to heat stress. *The Pharma Innovation Journal*, **7** (1), 580-581.
- RCI, 2019. Heat stress. <https://www.heatstress.info/HeatStressExplained/BodyHeatregulationinPoultry.aspx> (consultado em 23/12/2019)
- Ritz, C.W., Webster, A.B. e Czarick III, M., 2005. Evaluation of hot weather thermal environment and incidence of mortality associated with broiler live haul. *Journal of Applied Poultry Research*, **14**, 594-602.
- Rozenboim, I., Zilberman, E. e Gvanyahu, G., 1998. New monochromatic light source for laying hens. *Poultry Science*, **77** (11), 1695-1698.
- Sandercock, D.A., Hunter, R.R., Nute, G.R., Mitchell, M.A. e Hocking, P.M., 2001. Acute heat stress-induced alterations in blood acid-base status and skeletal muscle membrane integrity in broiler chickens at two ages: Implications for meat quality. *Poultry Science*, **80**, 418-425.
- Shekhar, S., Dalai, N. e Mohapatra, S., 2017. Influence of heat stress in poultry production and approaches to combat it. *International Journal of Livestock Research*, **8** (8), 1-8.
- Souza, C.F., Baêta, F.C., Tinoco, I.F.F., Freitas, L.C.D.R. e Cândido, M.G.L., 2017. Características ambientais dos aviários adotados atualmente no Brasil e respostas no desempenho produtivo. *Animal Business Brasil*, Rio de Janeiro, Brasil. <https://animalbusiness.com.br/producao-animal/infraestrutura-e-equipamentos/caracteristicas-ambientais-dos-aviarios-adotados-atualmente-no-brasil-e-respostas-no-desempenho-produtivo/> (consultado a 22/01/2020).
- Sun, X., Zhang, H., Sheikahmadi, A., Wang, Y., Jiao, H., Lin, H. e Song, Z., 2014. Effects of heat stress on the gene expression of nutrient transporters in the jejunum of broiler chickens (*Gallus gallus domesticus*). *International Journal of Biometeorology*. DOI 10.1007/s00484-014-0829-1
- Tellez Jr., G., Tellez-Isaias, G. e Dridi, S., 2017. Heat stress and gut health in broilers: Role of tight junction proteins. *Advances in Food Technology and Nutrition Sciences Open Journal*, **3** (1), e1-e4.
- van Eekeren, N., Maas, A., Saatkamp, H.W. e Verschuur, M., 2006. Criação de galinhas em pequena escala. In: *Agrodok 4*, Fundação Agromisa, Wageningen, Holanda, 100 pp..
- Vandana, G.D., Sejian, V., Lees, A.M., Pragna, P., Silpa, M.V. e Maloney, S.K., 2021. Heat stress and poultry production: impact and amelioration. *International Journal of Biometeorology*, **65**, 163-179.
- Wei, Y., Zheng, W., Li, B., Tong, Q. e Shi, H., 2020. Effects of a two-phase mixed color lighting program using light-emitting diode lights on layer chickens during brooding and rearing periods. *Poultry Science*, **99** (10), 4695-4703.
- Woods, K., 2016. How to reduce heat stress on poultry flocks. In: <https://www.farmanddairy.com/top-stories/how-to-reduce-heat-stress-on-poultry-flocks/345544.html> (consultado em 23/12/2019)

4.

INSTALAÇÕES E EQUIPAMENTOS

HÉLDER QUINTAS¹, ADRIANO GERALDO², RAMIRO VALENTIM¹

¹ Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal;

² Instituto Federal de Minas Gerais, Campus Bambuí, Brasil.

As instalações são um elemento essencial em qualquer sistema de Avicultura. Elas devem proteger as aves das condições ambientais (sol, chuva, ventos, temperatura e humidade relativa do ar, alterações da composição do ar), dos predadores e de serem roubadas. Elas possibilitam ainda a aplicação das melhores técnicas de manejo alimentar, sanitário (vacinações, desparasitações, controlo de pragas) e reprodutivo (montas dirigidas, local seguro de postura). Por outro lado, as instalações devem constituir uma garantia de bem-estar para as aves, permitindo-lhes manifestar, o mais extensamente possível, os seus comportamentos naturais e, conseqüentemente, favorecer a expressão do seu potencial produtivo e aumentar a rentabilidade da exploração.

A construção das instalações deve implicar a avaliação de vários factores como: localização e o seu impacto sobre o meio envolvente, materiais disponíveis, condições ambientais, condições de segurança, tipo de produção, raça, estirpe ou linha incluindo a sua susceptibilidade face ao *stress* térmico, custos, produtividade, rentabilidade e disponibilidades financeiras. Na maioria dos casos, as limitações económicas são o principal factor de decisão. As instalações devem propiciar uma boa relação custo-benefício, uma elevada durabilidade e a aplicação das melhores técnicas de manejo. Há que avaliar sempre cuidadosamente os prós e os contras das várias alternativas existentes.

1. PRODUÇÃO AVÍCOLA EM ÁFRICA

Em África, 80% das galinhas são criadas por indivíduos privados ou famílias usando técnicas tradicionais. Os criadores são frequentemente resistentes à mudança e avessos aos riscos associados à adoção de novas práticas de manejo. Este comportamento é particularmente evidente entre os criadores mais pobres, uma vez que cada alteração comporta riscos que potencialmente põem em causa a sua saúde e sua vida e dos seus familiares.

Ainda em África, as galinhas constituem uma importante fonte local de alimento e de rendimentos e são usadas como ofertas, em eventos religiosos, e como capital inicial de vida dos jovens. Os ganhos financeiros suportam a economia rural e reduzem o êxodo rural. Elas são uma fonte de proteína tanto para crianças como para adultos. Todavia, a carne de frango não é regularmente consumida. Ela é consumida essencialmente em importantes eventos sociais (casamentos, funerais, eventos religiosos, visita de familiares, entre outros).

Os avicultores familiares não têm de fazer um grande investimento inicial para começar a sua atividade. O trabalho que lhe dedicam é normalmente reduzido e é quase sempre realizado pelas mulheres. Os custos de produção são muito baixos. Durante o dia, as galinhas são criadas em liberdade. Mesmo à noite, frequentemente não lhes é proporcionado qualquer tipo de proteção contra as condições climáticas, os predadores e os ladrões. Por vezes, ao fim do dia, elas são recolhidas, misturando-se frequentes as aves

de vários proprietários. Nalgumas zonas é-lhes permitido dormir dentro de casa, na área da cozinha ou debaixo da cama dos produtores.

A produtividade das galinhas autóctones africanas é desconhecida. Sabe-se que são animais bem-adaptados às condições climáticas locais e às reduzidas disponibilidades naturais de alimentos, resistentes às doenças, produtores de produtos finais de qualidade (carne saborosa e ovos com uma boa casca) e elevadas taxas de fertilidade e de eclosão. Alguns autores afirmam que a produtividade das galinhas autóctones africanas é reduzida porque elas põem poucos ovos por ano, porque o crescimento dos frangos é lento e porque a taxa de mortalidade é elevada. Alguns autores referem que as galinhas autóctones africanas apresentam baixas taxas de crescimento, idade tardia à puberdade, ciclo reprodutivo longo, baixa taxa de postura, ovos pequenos e elevada taxa de mortalidade. Outros autores garantem que esta reduzida produtividade resulta de uma elevada taxa de mortalidade (particularmente, entre os pintos), do mau maneio, da deficiente alimentação, de doenças e da predação. Os ovos raramente são consumidos pelas pessoas, uma vez que se destinam preferencialmente a ser incubados, para repor as aves que vão morrendo. A cor da gema do ovo é ideal para a produção de molhos tradicionais. A carne de frango é muito apreciada pelas populações locais devido ao seu sabor (carne relativamente magra).

Durante o dia, as galinhas alimentam-se nas redondezas das populações de restos de comida humana e de culturas agrícolas, de lixo, de pequenos animais, de vegetação espontânea, etc. As aves e os ovos são facilmente vendidos “à porta” ou em mercados locais. As penas podem ser usadas na produção de chapéus e de peças decorativas.

1.1. TIPO DE INSTALAÇÕES FAMILIARES OU DE ALDEIA

Durante a noite, as galinhas devem ser alojadas em abrigos/galinheiros espaçosos, limpos e arejados. O tamanho do galinheiro deve ser adequado ao número de aves que se pretende alojar, caso contrário aumentam os casos de picacismo (Figura 4.1).



FIGURA 4.1 – O picacismo pode estar associado a elevadas densidades de animais e levar a problemas de bem-estar e perdas significativas.

Estas estruturas podem ser fixas ou móveis, construídas sobre o solo ou elevadas (Figura 4.2). Os galinheiros móveis permitem controlar o deambular das galinhas em busca de alimento.



FIGURA 4.2 – Galinheiros feitos (parcial ou totalmente) com materiais locais: (a) sobre o solo, (b) elevado móvel e (c) elevado fixo.

Nalgumas zonas de África, as galinhas com pintos são alojadas em galinheiros construídos sobre o solo, uma vez que os pintos não conseguem aceder a instalações elevadas. Por seu turno, os frangos e os adultos são alojados em galinheiros elevados. Estes aumentam a ventilação e protegem as aves de inundações, de predadores e do contacto prolongado com os excrementos, ainda que os concentrem no solo por baixo do galinheiro (depois podem ser usados como fertilizantes). Por outro lado, eles facilitam o exame clínico das aves e a sua vacinação. Um galinheiro com 4 metros de comprimento, 1 metro de largura e 1,5 metros de altura pode alojar 8-10 animais durante todo o dia (neste caso devem possuir comedouros e bebedouros) ou 20 animais durante o período nocturno. Os galinheiros podem ser construídos fechados com paus ou parcialmente abertos com rede ou canas de bambu entrelaçados.

Em África, a construção de um galinheiro deve respeitar um conjunto de regras. O terreno em volta (3 metros em todas as direcções) do galinheiro deve estar limpo de capim e de arbustos, de modo a manter as cobras e os ratos afastados das aves. Durante a estação das chuvas há que abrir um rego de drenagem em volta dos galinheiros (particularmente dos construídos no solo) ou instalá-los sobre uma plataforma de terra elevada.

Os custos de construção podem ser reduzidos utilizando materiais locais – madeira, paus de arbustos, palha, capim, entre outros. A madeira deve ser descascada para prevenir a disseminação de pragas e de parasitas (pulgas, piolhos, ácaros).

Os galinheiros construídos sobre postes devem ter, pelo menos, 1,0-1,2 metros de altura. Podem ser de madeira, de bambu, de tambores de óleo, de tijolos de cimento, entre outros materiais. Os postes de madeira devem ser tratados para não apodrecerem facilmente. Contudo, a altura do galinheiro não deve pôr em causa o acesso dos criadores ao mesmo. Nos postes devem ser colocados cones metálicos invertidos, bandas metálicas

ou latas invertidas de modo a dificultar o acesso ao galinheiro por parte de cobras e de ratos (Figura 4.3).

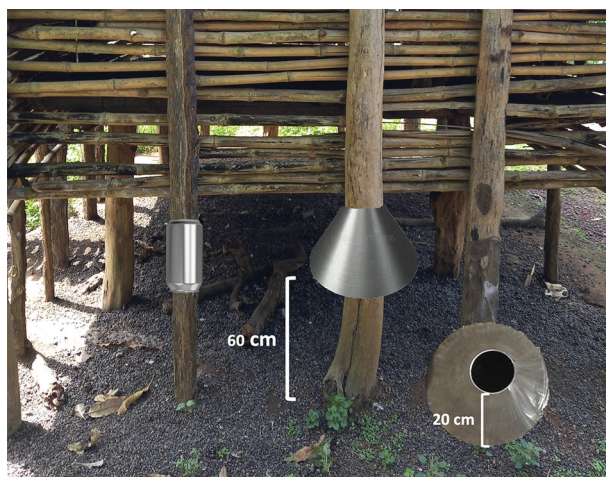


FIGURA 4.3 – Proteções metálicas que devem ser colocadas nos postes dos galinheiros elevados.

A inclinação da cobertura deve ser superior a 42° , para garantir um bom escoamento da água das chuvas e apresentar uma boa resistência aos ventos fortes. O galinheiro deve garantir um nível apropriado de ventilação. A construção de divisórias interiores é desaconselhada, uma vez que estas reduzem a circulação do ar.

Muitas das doenças infecciosas que afetam as aves são transmitidas através dos seus excrementos. Neste sentido, o piso do galinheiro deve ter aberturas que permitam que eles caiam para o solo. O intervalo entre as ripas deve ter em conta a idade e o tamanho das aves.

As instalações completamente fechadas só são aconselháveis quando:

- Existem condições para aplicar técnicas avançadas de gestão;
- A reprodução se distribui uniformemente ao longo do ano;
- A terra é escassa ou inacessível ao longo do ano;
- Há disponibilidade de alimentos concentrados comerciais;
- Há acesso a variedades híbridas de pintos do dia;
- A mão-de-obra é cara;
- É possível adotar medidas sanitárias adequadas;
- O objetivo é a produção comercial de produtos avícolas.

2. INSTALAÇÕES COMERCIAIS

2.1. LOCAL

Os aviários devem ser construídos próximo do local de produção de alimentos para os animais e/ou do local de transformação e venda dos produtos finais. Contudo, não devem ser construídas próximo de núcleos populacionais, de outras explorações animais, particularmente avícolas (nunca a menos de 500 metros), de mercados, de estações de tratamento de resíduos e de aterros. Devem localizar-se próximo (100-500 metros) de estradas que permitam a fácil, rápida e confortável entrega de animais e de equipamentos, instrumentos ou materiais de produção (alimentos concentrados comerciais, suplementos alimentares, produtos farmacêuticos, entre outros) e a saída de animais e dos produtos finais (animais vivos para abate, reprodutores, ovos, animais de refugo) e o acesso de trabalhadores. Devem ter acesso a uma fonte segura de água.

As instalações não devem ser construídas junto de florestas, porque estas alteram a circulação dos ventos (em zonas ventosas, as florestas podem aumentar a velocidade dos ventos), porque servem de abrigo a espécies silvestres (predadoras ou disseminadoras de doenças) e porque constituem um risco de fogos florestais. As instalações devem ter uma vedação exterior que as isolem (a, pelo menos, 30 metros de distância dos edifícios). Esta vedação pode estar rodeada de árvores não frutíferas, formando uma barreira de proteção contra contaminantes externos (transportados pelo ar) e para que impeça os odores dos aviários de incomodarem os vizinhos. Nas regiões ventosas, as instalações para aves devem ser construídas em zonas que lhes confirmem naturalmente algum tipo de proteção. Nunca esquecer a necessidade de tratar os dejetos.

O acesso à exploração deve ser feito através de pontos específicos devidamente identificados ou de apenas uma portaria. Esta deve ser controlada e o acesso deve ser limitado essencialmente a funcionários e a técnicos que cumpram todas as regras de biossegurança. O público (incluindo familiares dos funcionários) não deve ter acesso direto às instalações. Os visitantes devem estacionar os seus veículos fora ou junto da portaria da exploração, longe dos aviários, armazéns de alimentos e depósitos de dejetos. Tudo o que entra na exploração deve ser controlado (pessoas, veículos, equipamentos e materiais). Os veículos que entram no espaço vedado devem passar por um rodolúvio (Figura 4.4) e/ou ser desinfetados com um pulverizador. Dentro deste espaço, os veículos de transporte devem ter espaço suficiente para manobrar com facilidade e segurança. Os caminhos dentro da exploração devem ter uma superfície dura, fácil de higienizar. Os visitantes autorizados a entrar nas instalações devem, sempre que possível, ser conduzidos a um balneário, para tomar um duche, trocar de calçado e vestir equipamento de proteção individual fornecido no local. Na entrada do balneário deve existir um pedilúvio e um lavatório e secador de mãos. Durante a visita, os visitantes devem estar sempre acompanhados por alguém que faça cumprir as regras de biossegurança.



FIGURA 4.4 – Medidas de biossegurança importantes: (a) desinfecção das rodas e (b) desinfecção de todo o veículo e (c) dos pés à entrada do pavilhão.

As instalações devem ser construídas em terrenos adequados. Não devem ser construídas em terrenos de difícil construção (pedregosos, instáveis, irregulares, de difícil drenagem ou inundáveis, entre outros) ou de elevada aptidão agrícola. Devem ser construídas junto de um ponto de água de qualidade e onde as condições locais permitam um controlo eficaz dos fatores ambientais – insulação, temperatura e humidade do ar e ventos. De preferência, a água deve ter origem em serviços municipalizados. Se tiver origem num furo, antes de ser utilizada, a sua qualidade deve ser testada. Posteriormente, a água deve ser testada, pelo menos, 1 vez/ano. Esta água deve ser tratada, por exemplo, com cloro. Não se deve usar água de superfície (rios, ribeiras, represas) não tratada.

Sempre que possível há que escolher um local que, no futuro, permita a expansão das instalações.

2.2. ORIENTAÇÃO

De um modo geral, os pavilhões devem estar orientados de este para oeste (Figura 4.5). Desde modo reduz-se a incidência direta do sol sobre as paredes laterais e as aves alojadas no seu interior. Contudo, esta orientação pode ter de ser alterada se as condições edafo-climáticas locais assim o exigirem. Na verdade, os pavilhões são frequentemente orientados em função da direção dos ventos dominantes. Nas regiões frias evitando-os (criação de barreiras, por exemplo, através da plantação de sebes) e nas regiões quentes aproveitando-os para garantir uma boa ventilação das instalações. Contudo, há que reduzir o contacto aéreo entre pavilhões e entre bandos.

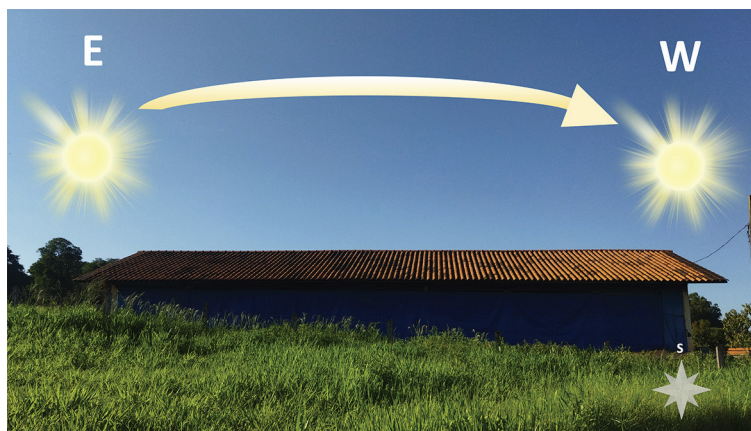


FIGURA 4.5 – Orientação espacial de um aviário localizado na região tropical.

2.3. PAVILHÕES

Os pavilhões devem ser construídos com materiais locais (baixo custo e fáceis de substituir), duráveis e fáceis de higienizar (limpar e desinfetar) e com risco mínimo de incêndio. Eles podem ser construídos em cimento, ferro e/ou madeira. As madeiras não são todas iguais. Algumas (superfície lisa ou pré-tratadas) são mais fáceis de higienizar do que outras.

Os pavilhões devem estar rodeados de passeios e ser construídos a alguma distância uns dos outros (equivalente a 10-25 vezes a altura do pavilhão do lado), a fim de evitar a obstrução da circulação natural dos ventos e a rápida propagação de doenças entre eles (Figura 4.6). Vários autores recomendam que a distância entre pavilhões corresponda, no mínimo, a 2,0-2,5 vezes a largura dos mesmos.

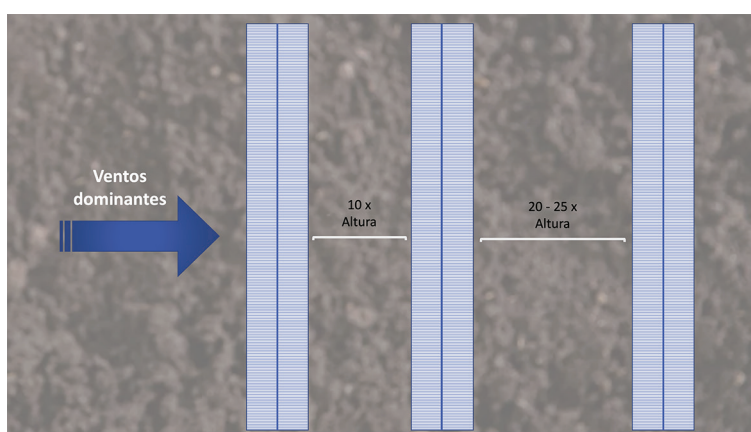


FIGURA 4.6 – Distância entre pavilhões tendo em conta a direção dos ventos dominantes (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

Os funcionários não devem movimentar-se livremente entre edifícios (recepção, armazéns, vestiários, sanitários). Eles devem trocar de roupa e de calçado e lavar e desinfetar as mãos. Alternativamente, na entrada de cada pavilhão deve ser construído um pedilúvio fixo. Este deve ter uma largura superior em 40 cm à da porta (para cada lado) e uma

profundidade de 5-10 cm, para levar as pessoas a usá-lo. Ele só será eficaz se não estiver sujo e se estiver cheio com uma solução desinfetante (água com lixívia, iodo, sal quaternário de amônio). Vários autores aconselham a colocação de uma esponja ou de um tapete no seu interior. Na estação das chuvas, a manutenção dos pedilúvios exteriores deve ter em conta o efeito de diluição promovido pela água das chuvas. Por seu turno, os pedilúvios construídos dentro das instalações têm de ser contruídos numa zona vedada aos animais, evitando-se que estes ingiram a solução desinfetante e que esta fique rapidamente conspurcada.

Os caminhos dentro da exploração devem estar sempre limpos e bem drenados. Os espaços livres próximos dos pavilhões devem estar limpos de vegetação, de equipamentos e materiais e de resíduos. Alguns avicultores instalam relvados nas áreas que delimitam os aviários, de modo a reduzirem a quantidade de luz e o calor refletidos. Estes devem ser de crescimento rápido, que tapem bem o solo e que não permitam a propagação de plantas invasoras. Deverão ser constantemente cortados de modo a evitar a proliferação de insetos. Eventualmente podem existir árvores e/ou sebes entre eles, de modo a condicionar a circulação de ar (particularmente quando estes são muito fortes) ou a orientar a incidência dos ventos (Figuras 4.7 e 4.8). Todavia, estas sebes podem servir de refúgio a cobras, a pássaros, a ratos e a vermes.

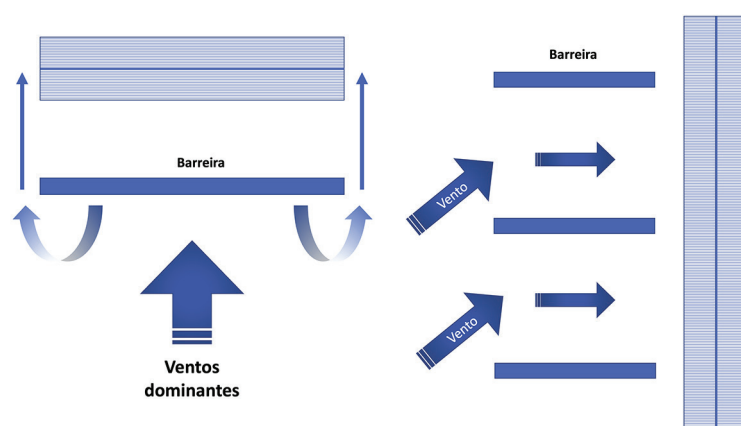


FIGURA 4.7 – As sebes podem ser usadas para reduzir (esquerda) ou orientar (direita) a incidência dos ventos dominantes (Segundo Abreu, 2003).

Os pavilhões devem ser construídos de modo a prevenir o acesso de animais silvestres (pássaros ou predadores) e de vermes ao seu interior. Nas zonas inundáveis e em que as cobras e os vermes são comuns, estes podem ser construídos sobre pilares/postes (Figura 4.9). Este tipo de construção pode alterar a incidência dos ventos e facilitar a remoção dos dejetos.

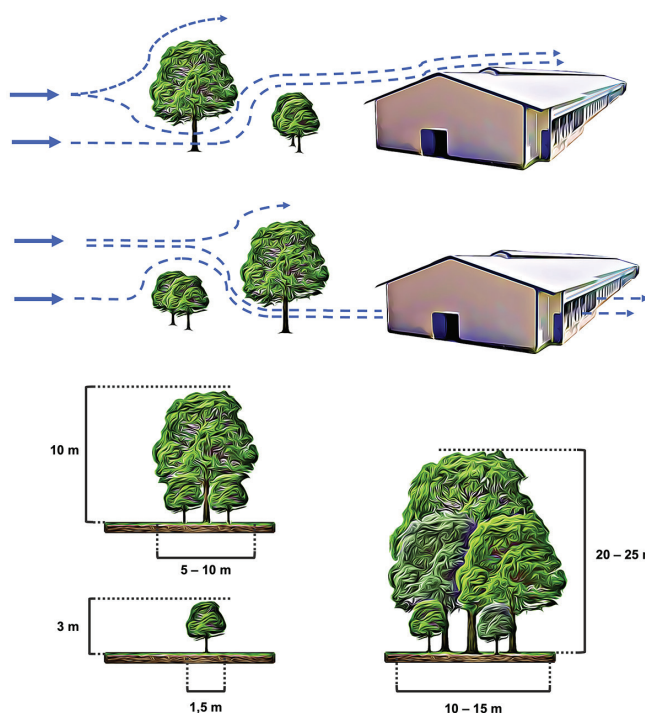


FIGURA 4.8 – Desvio do fluxo de ar por meio de quebra-ventos naturais (Segundo Abreu e Abreu, 2000).
A ação das árvores altas deve ser complementada com a de espécies vegetais mais baixas.

O número de entradas nos pavilhões deve ser o menor possível. Normalmente existem duas, uma em cada oitão (parede de topo) do edifício. As portas devem abrir para o lado de fora. Devem ter uma dimensão (185 x 80 cm) que permita a passagem de pessoas, animais e equipamentos. Elas podem ainda ser usadas para facilitar o fluxo de ar e o manejo dentro das instalações. Regra geral, elas devem ser mantidas encerradas e fechadas à chave para impedir a entrada de pessoas não autorizadas. Nos pavilhões de maior dimensão é recomendável a instalação de portões. Estes facilitarão as operações de carregamento das aves e de equipamentos e de colocação, manutenção e remoção mecânica das camas.



FIGURA 4.9 – Aviário tradicional para galinhas poedeiras construído sobre pilares.

2.3.1. TAMANHO

O tamanho dos pavilhões depende do clima, do tipo de aviário, dos equipamentos usados, do número de aves, da sua aptidão, do peso ao abate e do sistema de produção (Quadro 4.1). Nos sistemas de produção no solo, enquanto os frangos de carne necessitam de cerca de 30 cm²/animal, as galinhas poedeiras necessitam de cerca de 60 cm²/animal. Assim, um pavilhão para criação de 5.000 frangos de carne deve ter cerca de 152 m². Por seu turno, um pavilhão para criação de 2.000 galinhas poedeiras deve ter cerca de 120 m².

QUADRO 4.1 – Necessidades de espaço de galináceos criados no solo segundo a sua aptidão (Sonaiya e Swan, 2004).

Aptidão	Espaço (ave/m ²)
Poedeiras	3
Dupla aptidão	4
Carne	4-5

Nos grandes pavilhões, as aves devem ser divididas em lotes de até 2.000 aves. Desta forma, o manejo torna-se mais fácil de realizar e reduz-se a competição entre elas. As divisórias devem ter cerca de 50 cm de altura (esta depende do peso das aves e da presença de poleiros nas instalações) e ser removíveis (Figura 4.10), de modo a ajustarem-se sempre às necessidades do momento, não comprometendo a ventilação e facilitando a movimentação dos funcionários.



FIGURA 4.10 - Diferentes tipos de divisórias entre bandos. Divisórias amovíveis, por exemplo, em (a) rede, são preferíveis às fixas: (b) parede.

2.3.2. LARGURA

A largura dos pavilhões afecta o seu preço e o condicionamento térmico no seu interior. Ela é ainda afectada pelas condições ambientais. Enquanto nas regiões de clima quente e húmido, a largura deve ser inferior a 8-10 metros, nas regiões quentes e secas esta pode variar entre 10-14 metros. Pavilhões mais largos afetam negativamente a ventilação e implicam a colocação no seu interior de estruturas de suporte do telhado que interferem com a organização do trabalho e as operações de colocação, manutenção e recolha da cama/dejetos. Nas instalações com controlo ambiental, a largura pode ser de 12,0-12,2 metros. Frequentemente, a largura dos pavilhões é ditada pelas dimensões de estruturas pré-fabricadas existentes no mercado e que são tendencialmente mais baratas.

2.3.3. COMPRIMENTO

Não existe nenhum limite padronizado para o comprimento dos pavilhões. Este é determinado pelo tamanho do terreno disponível e pelo número e aptidão das aves que se quer criar. Usualmente os pavilhões industriais devem ter um comprimento de 100-150 metros, nunca excedendo os 200 metros. Este valor resulta de limitações funcionais dos comedouros e dos bebedouros automáticos.

Os frangos de carne podem ser criados no solo, em baterias ou em sistemas combinados. Na criação no solo devem ser respeitadas as seguintes densidades:

- 10-16 aves/m²
- Calor: 10 aves/m²
- Frio: 16-20 aves/m²

As galinhas poedeiras podem ser criadas em baterias ou no solo. Neste caso devem ser cumpridas as seguintes densidades:

- Em baterias: 24-26 aves/m² (tipo ligeiro) ou 21-23 aves/m² (tipo semipesado);
- No solo: 4-6 aves/m².

2.3.4. PISO

O piso dos pavilhões pode ser em terra batida (baixo custo) ou em cimento. Porém é aconselhável usar o piso em cimento, uma vez que este protege melhor as aves da humidade, dos predadores e dos vermes e facilita a sua higienização (Figura 4.11). Este deve ser impermeável e lavável. Pelo contrário, não deve ser liso (perigo de escorregar). Deve ter 30-50 cm de profundidade abaixo do nível do solo e outros 15-25 cm acima. Deve prolongar-se, pelo menos, 50 cm para lá das paredes dos pavilhões (passeios que os rodeiam). Deve ainda ter um ligeiro caimento lateral (2-3%) em direção ao(s) ponto(s) de escoamento de água. Não deve ter ralos, de modo a evitar a entrada de pequenos roedores, de cobras e de insetos indesejáveis.



FIGURA 4.11 - O piso em cimento facilita os procedimentos de higienização.

O piso pode ser coberto por diferentes tipos de camas – palha, aparas de madeira, serradura, casca de arroz, casca de amendoim, cana de açúcar destrocada, entre outros (Figura

4.12). As camas devem ter uma altura de 5-10 cm, estar espalhadas uniformemente e ser acrescentadas sempre que os excrementos pareçam exceder o material usado. Este deve ter uma origem que previna a contaminação das instalações com poeiras, toxinas, parasitas e microrganismos. Em particular, deve estar isento de contaminantes com origem em animais domesticados, aves silvestres e roedores. Não esquecer que a contaminação deste material pode ocorrer no local de produção ou durante o seu transporte e armazenamento. Antes de ser utilizado, o material das camas armazenado na exploração (em local apropriado) deve ser tapado para evitar a sua contaminação por animais domesticados, aves silvestres e roedores. As camas devem ser substituídas entre ciclos de produção. As camas por baixo dos bebedouros devem ser substituídas sempre que ficam molhadas. Estes resíduos devem ser transportados para locais apropriados, localizados longe dos pavilhões de onde são retirados.



FIGURA 4.12 - Piso coberto por uma boa cama de aparas de madeira.

Ainda que a colocação das camas não seja obrigatória, ela comporta um conjunto de benefícios para a saúde e o bem-estar das aves – isolamento térmico, absorção de humidade e impacto físico, banho (contra os piolhos) e reduz os casos de “erosão da moela” e de síndrome do fígado gordo. As camas alteram ainda a reabsorção de nutrientes (vitaminas) e de enzimas, pode aumentar a produção quantitativa e qualitativa de ovos e após compostagem permite a produção de um estrume de qualidade. Contudo, as camas apresentam igualmente algumas desvantagens: dificuldade na obtenção da matéria-prima, não são apropriadas em ambientes muito húmidos (teores de humidade relativa do ar de 80-90%), maior incidência de problemas respiratórios (provocados pelo pó) e de infestações parasitárias (internas e externas), necessidade de serem viradas ou substituídas com alguma frequência, o que resulta em maiores custos de mão-de-obra.

Nalguns sistemas de produção intensiva, o piso é ripado ou é feito em malha ou com varas metálicas. Nalguns casos, as ripas são feitas em plástico, em sistema modelar, que pode ser facilmente colocado sobre a área que se pretende cobrir. Nestes casos, o piso deve estar, no mínimo, 90 cm acima do solo, permitindo que os dejetos caiam através dos espaços entre as ripas ou a malha/varas metálicas. As ripas são feitas, normalmente, com peças de madeira com 2,5-5,0 cm de largura, espaçadas 2,5 cm, colocadas segundo a largura do edifício. As principais vantagens deste sistema correspondem à redução de alguns tipos de doenças (associadas ao piso/cama), do stress causado pela sobrelotação do espaço (menos aves/m²) e dos custos de mão-de-obra (menos tempo passado a limpar). As principais desvantagens estão associadas aos maiores custos de instalação e à menor flexibilidade da utilização do piso. Nestas condições, a densidade aconselhável é de 5-8 aves/m².

2.3.5. PAREDES

Nas regiões tropicais, as paredes laterais dos aviários são normalmente abertas (Figura 4.13). São protegidas por malhas metálicas, cobertas com cortinas, de modo a proteger os animais das alterações brusca da temperatura do ar, dos ventos fortes e da chuva. Por seu turno, os oitões são geralmente fechados. Para as proteger do sol nascente e poente, as paredes devem ser pintadas com cores claras e sombreadas com recurso a vegetação ou prolongamentos do telhado (beirais). Nas regiões quentes, em que não existem ventos de norte, estas paredes devem ser abertas e possuir cortinas. A parede do lado este deve ter 15 cm de espessura e a do lado oeste 25 cm, construídas com materiais de baixa condutividade térmica. Desta forma aumenta-se o conforto térmico das aves (temperatura ideal: 21-22°C).



FIGURA 4.13 - Pavilhão para aves com telhados prolongados, alpendre e cortinas.

As instalações para pintos devem ter paredes laterais fechadas (nem que seja com cortinas), uma vez que nestes animais (até aos 21 dias de idade) os sistemas fisiológicos de termorregulação são altamente deficitários e eles podem morrer de hipotermia (com frio). Os pintos do dia devem estar sujeitos a uma temperatura do ar próxima dos 35°C. Normalmente, os pintos são criados em parques que os impedem de se dispersar muito e que os protegem das correntes de ar (Figura 4.14). As suas paredes devem ter 30-40 cm de altura e uma distância linear relativamente ao aquecedor de 60 cm. No piso é colocada uma cama com 5-10 cm de altura, para proteger os pintos da humidade e que as suas patas fiquem cheias de excrementos. As camas devem estar sempre secas.



FIGURA 4.14 – Parque de criação de pintos.

Nas semanas seguintes, a temperatura do ar pode ser progressivamente reduzida, ao ritmo aproximado de 3°C por semana. O excesso de calor pode causar problemas respiratórios, diminuir a ingestão voluntária de alimentos e, no limite, matar os pintos por desidratação.

As paredes abertas são construídas com rede metálica ou de policloreto de vinila (PVC; este é mais durável, não rasga as cortinas e não fere as aves e as pessoas) de dimensão capaz de impedir a entrada de aves silvestres (< 2,0-2,5 cm). A rede não deve assentar diretamente sobre o piso. Pelo contrário, deve pousar sobre um murete em tijolo com 20-50 cm de altura. Este deve ser revestido com cimento e ser pintado (preferencialmente com tinta lavável) ou caiado. O seu topo deve ser biselado, de modo a impedir que as aves se empoleirem e a facilitar a sua higienização. Ele irá segurar a cama no interior do pavilhão e proteger as aves da incidência direta do sol, da chuva, das correntes de ar (os mais altos), de predadores e de pragas. Na verdade, nalgumas regiões ou nalguns períodos do ano, as correntes de ar a nível das aves podem resultar em problemas respiratórios.

A proteção climática dos pavilhões pode ser melhorada através da construção de telhados prolongados – 1,0-2,5 metros – e de alpendres (construídos nas paredes de topo) e da colocação de cortinas (Figura 4.13 e 4.16). Os telhados prolongados e os alpendres proporcionam um maior ensombramento e diminuem a entrada de água nas instalações. As cortinas instaladas do lado de fora da rede impedem a entrada da luz solar e da chuva e ajudam a regular a ventilação. Estas podem ser em tela, lona ou malha de PVC. Todos eles reduzem eficazmente a incidência da luz solar e a entrada de água da chuva, de vento e de pó, embora permitam as trocas gasosas com o exterior (Figura 4.15). Elas não têm qualquer capacidade de isolamento térmico.

As cortinas podem ser operadas com recurso a sistemas de roda dentada ou de torniquete e a um cabo de aço que corre junto ao teto, com guias de cordas em nylon presas no bordo da cortina. Os sistemas automáticos de manuseamento das cortinas têm acoplados sistemas eletromecânicos e um termostato.



FIGURA 4.15 - As cortinas de um aviário permitem controlar (a) a entrada de luz solar e de chuva e (b) dirigir as correntes de ar.

As cortinas devem ser fixadas de modo a possibilitar uma ventilação diferenciada para momentos mais frios ou mais quentes do ano. Neste sentido, elas devem ser fixadas a cerca de dois terços da altura do pé-direito e poderem ser abertas das extremidades para o ponto de fixação. Quando se quer preservar a temperatura dentro das instalações (situação de frio, particularmente com aves jovens), abrem-se as cortinas de cima para baixo (Figura 4.16). Pelo contrário, quando se quer promover uma maior ventilação e assim reduzir a temperatura ao nível das aves, as cortinas abrem-se de baixo para cima. Quando está muito calor, as cortinas são completamente abertas.



FIGURA 4.16 - Quando está frio, as cortinas abrem-se de cima para baixo (a) e quando está calor, estas são abertas de baixo para cima (b).

Os aviários com paredes fechadas – túnel de pressão (ventiladores/exaustores), penumbra (cortinas externas pretas, azul/branca ou cinzenta) e dark house (comedouros automáticos, bebedouros nipple, exaustores, nebulizadores ou pad cooling, forro, controlo luminoso) – têm custos de instalação mais elevados, mas permitem controlar com maior rigor as condições ambientais – temperatura e humidade do ar, ventilação e iluminação (Figura 4.17), pelo que se tornam mais produtivos. Nas instalações dark house, em particular, há que isolar bem o telhado e as paredes.



FIGURA 4.17 - Pavilhões de criação de aves fechados: túnel de pressão (a), penumbra (b) e dark house (c).

2.3.6. TELHADO (COBERTURA)

O telhado cumpre a importante função de proteger as aves das condições ambientes (incidência direta dos raios solares, temperatura do ar, chuva e teores de humidade relativa do ar) e dos predadores aéreos. O telhado dos aviários deve ter duas águas, de modo a reduzirem a carga térmica de origem solar. Pode ser construído com diferentes tipos de materiais (Figura 4.18): telhas de barro, chapa perfilada de alumínio, aço galvanizado ou aço inoxidável, chapa de zinco, chapa sandwich (entre as duas folhas metálicas é colocado material isolante, por exemplo, poliuretano ou lã de rocha). Nas construções mais rudimentares, em particular, podem ser usados materiais disponíveis na região ou mesmo na propriedade (palha, capim, entre outros).



FIGURA 4.18 - Diferentes materiais que podem ser usados na construção do telhado: telhas de barro (a), chapas de alumínio (b) ou palha/capim em avicultura familiar (c).

O telhado recebe a radiação solar refletindo-a e emitindo-a, tanto para cima, como para dentro do aviário. Nas regiões tropicais, a parte exterior dos telhados deve ter uma alta refletividade e emissividade térmica ou a primeira deve ser aumentada pintando-a com cores claras (do lado de baixo podem ser pintadas com uma cor escura – baixa emissividade térmica). A capacidade de proteção térmica do telhado pode ser melhorada colocando isolantes sobre (poliuretano) ou sob (poliuretano, poliestireno extrudido, eucatex, lã de vidro ou similares e alumínio) o mesmo. Outra forma de resolver a reduzida refletividade de algumas chapas (que aquecem o interior dos pavilhões) passa por cobri-las com vegetação (palha, capim, folhas de palmeiras, entre outra). Este procedimento previne outro inconveniente dos telhados cobertos por chapas – o ruído produzido pela chuva.

A inclinação do telhado afeta a temperatura dentro dos pavilhões. As inclinações aconselháveis são de 20-30°. Quanto maior for a inclinação, maior será a velocidade do ar sobre a cumeeira e, conseqüentemente, maior será o nível de ventilação natural (pressão negativa mais acentuada). A criação de um lanternim (abertura na cumeeira do telhado) ajuda muito a reduzir a temperatura dentro das instalações, por efeito de tiragem (gradiente de pressão em sentido vertical). Este gradiente resulta da diferença de temperatura entre o ar dentro e fora do aviário, das áreas de entrada e de saída de ar e da diferença de nível entre elas. Num aviário ventilado naturalmente, esse efeito (também conhecido por efeito “chaminé”) ocorre sempre, independentemente da velocidade do ar externo, favorecendo ou prejudicando a tiragem natural de ar. A correta orientação dos edifícios, a localização e a dimensão das aberturas condicionam fortemente a dinâmica atmosférica no seu interior. As aberturas de ar devem ser, sempre que possível, perpendiculares à direção dos ventos predominantes.

O lanternim deve ser construído em duas águas, disposto longitudinalmente em toda a extensão do telhado, estar equipado com um sistema que permita encerrá-lo facilmente e ter uma rede de arame nas aberturas que impeça a entrada de outros animais incluindo pássaros, animais silvestres e roedores. A abertura mínima do lanternim na cumeeira deve equivaler a 10% da largura do aviário. A sobreposição dos telhados (do pavilhão e do lanternim) deve corresponder a 5% da largura do aviário ou, no mínimo, a 40 cm (Figura 4.19). Por seu turno, as extremidades do lanternim devem situar-se, no máximo, 5 cm acima da abertura do telhado, para evitar a entrada de chuva no pavilhão. A inclinação do lanternim deve ser paralela à do telhado.

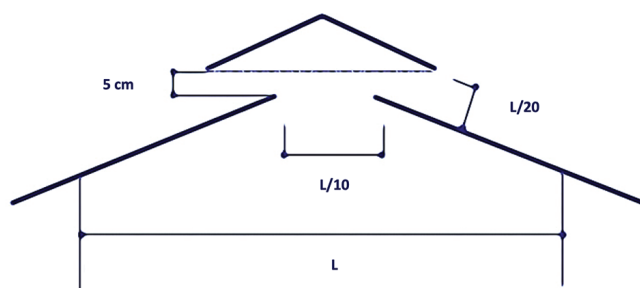


FIGURA 4.19 - Esquema para calcular as dimensões do lanternim (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

Nos edifícios com forro, a carga térmica pode ser reduzida através da ventilação do ático (espaço compreendido entre a cobertura e o forro) (Figura 4.20). Para o efeito cria-se um fluxo de ar entre aberturas feitas ao longo do beiral do edifício e o lanternim.

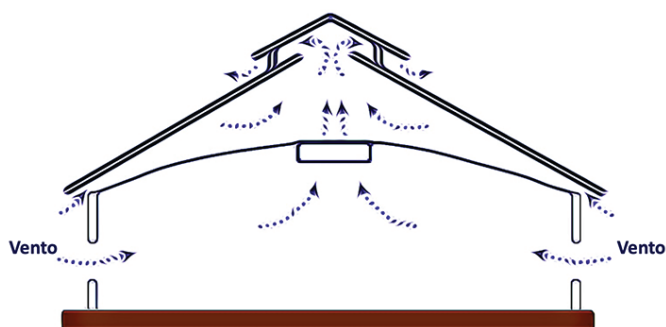


FIGURA 4.20 - Ventilação mediante cumeeira e laterais abertas (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

A temperatura do ar a nível das aves pode ainda ser reduzida construindo um edifício com um pé-direito alto – eixo central: 3,0-4,5 metros e paredes laterais: 1,8-3,0 metros. Nas instalações em que as aves são alojadas em gaiolas, o pé-direito é determinado pelo número de pisos de gaiolas – 2-3 (ou mais). Quanto maior for o pé-direito, menor será a carga térmica recebida pelas aves. Ele favorece a ventilação e reduz a quantidade de energia radiante proveniente da cobertura. A largura do edifício pode ser usada no cálculo do pé-direito. Quanto mais largo este for, maior será a altura do pé-direito (Quadro 4.2). Nas regiões com ventos fortes, um pé-direito acima de 3 metros exigem geralmente um reforço da estrutura do edifício.

QUADRO 4.2 – Cálculo da altura do pé-direito em função da largura do pavilhão em regiões de clima quente (Tinôco, 1995; citado por Abreu, 2003 e Ferreira, 2017)

Largura do pavilhão (metros)	Altura do pé-direito (metros)
< 8	2,80
8-9	3,15
9-10	3,50
10-12	4,20
12-14	4,90

A plantação de árvores altas junto dos pavilhões produz microclimas mais amenos devido ao ensombramento que estas produzem sobre o telhado (Figura 4.21). Nas regiões tropicais, as árvores devem ser de folhas persistentes (de modo a garantirem um ensombramento constante ao longo de todo o ano) e estar desganhadas a nível do tronco. Nas regiões tropicais norte devem ser plantadas nos lados sul e este dos edifícios. Desta forma a ventilação natural não é comprometida. Na Guiné-Bissau os ventos predominantes são de oeste e norte.



FIGURA 4.21 – Ensombramento do telhado para reduzir a incidência direta da radiação solar.

O arrefecimento adiabático evaporativo pode ser feito com recurso a nebulizadores associados à ventilação, à pulverização (frente ao ventilador ou diretamente sobre as aves) ou através da utilização de material poroso húmido associado ao ventilador ou ao tubo de distribuição de ar (Figura 4.22). Nas zonas com reduzidos teores de humidade relativa do ar, o arrefecimento adiabático evaporativo resulta efetivamente numa redução da perceção das altas temperaturas do ar. Nas zonas com elevados teores de humidade relativa do ar, a utilização destes equipamentos pode resultar num agravamento da perceção das altas temperaturas do ar (teores de humidade relativa do ar mais altos, menor a temperatura do ar tolerada pelas aves) e até resultar no desenvolvimento de patologias respiratórias. A colocação de aspersores no telhado (reduz a temperatura em 4-10°C) é uma alternativa cara e ambientalmente questionável.

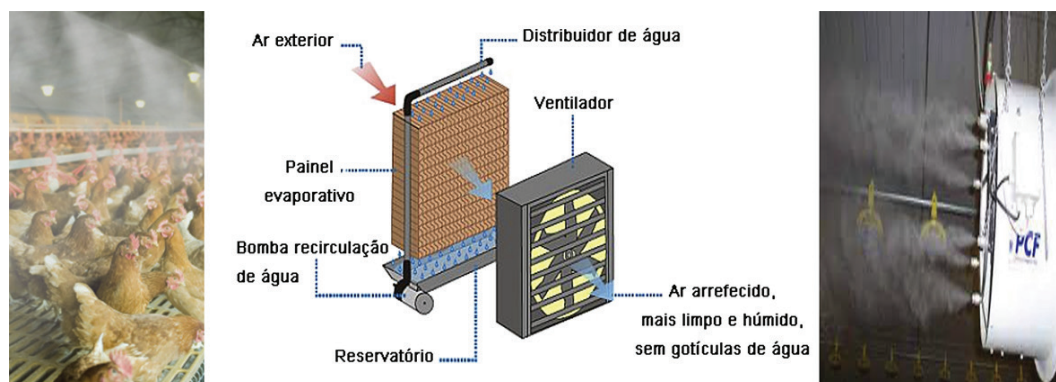


FIGURA 4.22 – Sistemas de nebulização (esquerda) e de pulverização (direita) e funcionamento do painel de material poroso (centro).

2.4. VENTILAÇÃO

As aves dependem mais de uma boa ventilação do que os seres humanos ou a maioria dos demais animais de produção. A ventilação permite o controlo eficaz da temperatura do ar dentro das instalações (através da deslocação do ar quente) e favorece as trocas de calor das aves por convecção e evaporação. Por outro lado, ela altera a temperatura percebida pelas aves. Esta depende muito do efeito da ventilação sobre os teores de humidade relativa do ar e da cama (humidade natural do ar, respiração das aves, excrementos, evaporação da água dos bebedouros). Os teores de humidade relativa do ar ideais variam entre 60-75%. Valores superiores a estes são particularmente nefastos, uma vez que forçam os mecanismos de termorregulação (particularmente quando as temperaturas do ar são elevadas) e causam o empapar das camas, um maior desenvolvimento de bactérias patogénicas e uma maior taxa de fermentação das camas. Nos sistemas de produção no solo, teores de humidade relativa do ar muito baixos podem causar problemas respiratórios, uma vez que as camas ficam demasiado secas e poeirentas. A ventilação é ainda fundamental à renovação do ar e à regulação dos odores e dos gases presentes nas instalações (oxigénio, dióxido de carbono, amoníaco, gases de fermentação).

A ventilação de um edifício pode ser feita de forma **natural** (dinâmica ou térmica) ou **artificial, mecânica ou forçada** (ventilação ou exaustão). A ventilação natural tem as vantagens de não ter custos de instalação e do seu funcionamento ser absolutamente económico (não há gastos de energia e de manutenção de equipamentos). Contudo, ela não permite controlar eficazmente a temperatura e os teores de humidade relativa do ar, as trocas de ar e o regime luminoso. Por seu turno, a ventilação forçada possibilita um maior controlo do ambiente dentro das instalações (temperatura e teor de humidade relativa do ar, ventilação, iluminação) e a construção de pavilhões mais largos e de maiores dimensões (melhor aproveitamento do terreno) e torna mais flexível a orientação dos edifícios. Nestas instalações podem ser criadas mais aves/m². As suas principais desvantagens são os maiores custos de instalação e de funcionamento.

2.4.1. VENTILAÇÃO NATURAL

A ventilação natural corresponde ao movimento natural do ar resultante de diferenças de pressão causadas pela ação do vento (dinâmica) ou de temperatura (térmica) existentes entre dois meios (dentro e fora das instalações). Na ventilação dinâmica, o ar move-se sempre do ponto de alta pressão para o de baixa pressão. Neste sentido, a velocidade do vento dentro do edifício é superior do lado de onde sopra o vento do que do outro. A ação dos ventos, ainda que intermitente, ocasiona a gradação horizontal das pressões (Figura 4.23). Quando uma corrente de ar perde velocidade, a pressão sobe. Quanto maior for a diferença de pressão maior será a velocidade do ar.

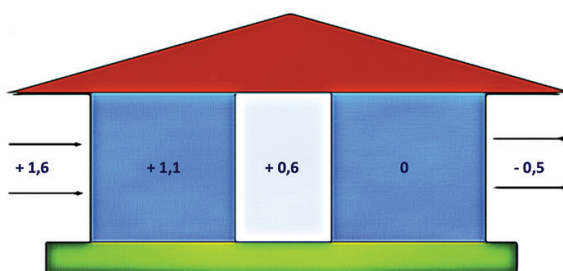


FIGURA 4.23 - Gradiente horizontal de pressão dentro e fora de um pavilhão (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

Este tipo de ventilação permite controlar a composição do ar, os teores de humidade relativa do ar, os odores (ventilação higiénica) e, dentro de certos limites, a temperatura do ar, de modo a que o ar expelido, quente e húmido, seja substituído e, consequentemente, as aves possam perder calor por convecção.

2.4.1.1. VENTILAÇÃO DINÂMICA

A ventilação dinâmica é intensificada através de aberturas dispostas convenientemente em paredes opostas, sempre na direção dos ventos dominantes. A taxa de circulação de ar depende da direção e da velocidade do vento, da proximidade e da dimensão de obstáculos (montanhas, outras construções, vegetação, entre outros), da localização e da forma das aberturas de entrada e de saída do ar.

Quando o vento incide sobre as paredes do edifício formam-se diferentes áreas de pressão positiva e negativa (Figura 4.24). A pressão é positiva (superior à pressão atmosférica) junto da parede em que o vento incide e negativa na zona da cumeeira e junto da parede do lado contrário.

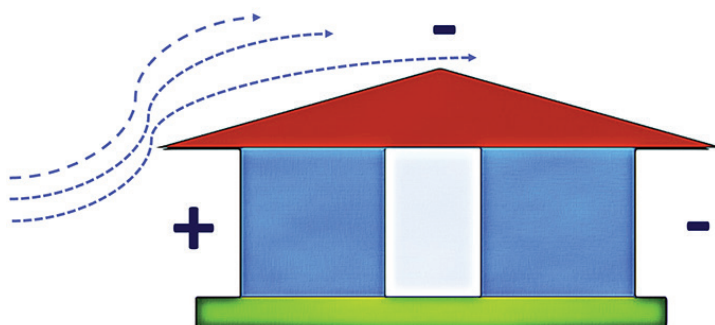


FIGURA 4.24 - O vento lançado contra a parede de um edifício cria aí uma pressão positiva e no seu cimo e do outro lado uma pressão negativa (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

As pressões negativas (inferiores à pressão atmosférica) resultam na atração da massa de ar. Como o ar se desloca dos pontos de maior para os de menor pressão, a existência de aberturas leva a que a pressão positiva obrigue a massa de ar a entrar por um lado do edifício e a sair pelo outro (Figura 4.25). Não adianta ter aberturas no mesmo plano já que as pressões, sendo iguais, não provocam a circulação do ar. Por outras palavras, as aberturas têm de localizar-se em paredes opostas – ventilação cruzada.

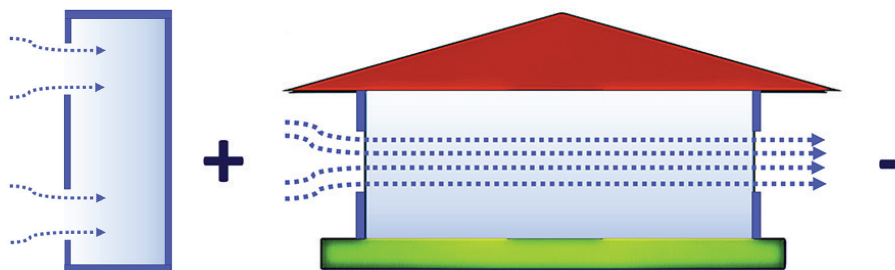


FIGURA 4.25 - Movimento da massa de ar através de aberturas criadas na mesma parede (a) e em paredes opostas (b) (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

Os edifícios dotados de aberturas laterais e de lanternim podem criar um gradiente de pressão vertical. Sempre que a pressão negativa gerada pelo lanternim for superior à pressão negativa do lado contrário ao da incidência do vento, o ar flui através do lanternim (Figura 4.26).

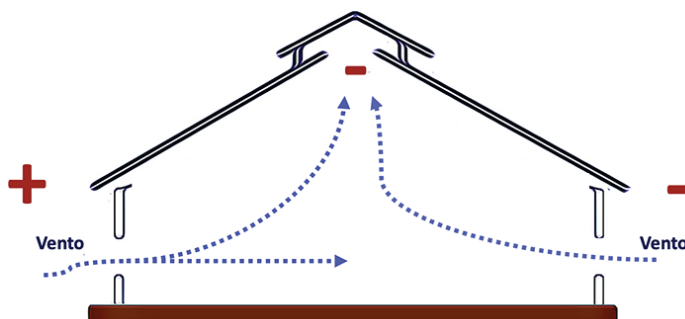


FIGURA 4.26 - Movimento da massa de ar através de aberturas criadas em paredes opostas e na cumeeira (lanternim) (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

2.4.1.2. VENTILAÇÃO TÉRMICA

As diferenças de temperatura criam dentro dos pavilhões variações na densidade do ar, o que origina correntes de ar verticais – efeito “chaminé”. Elas variam em função da diferença de temperatura do ar entre o exterior e o interior, do tamanho das aberturas de entrada e de saída do ar, das diferenças de nível entre elas e da existência de um lanternim. Este efeito produz-se independentemente da velocidade do ar externo (Figura 4.27). O plano onde a pressão estática se anula é denominado de plano neutro e é definido como a altura (A) em que não há diferenças de pressão entre o interior e o exterior – pressão estática nula.

Se o aviário dispuser de aberturas próximo do piso e no lanternim e se o ar no interior estiver a uma temperatura superior à do ar do exterior, o ar mais quente, menos denso, tenderá a escapar naturalmente pelo lanternim. Simultaneamente, se o ar exterior, mais

frio, e por isso mais denso, penetrar através das aberturas inferiores, ele promove um fluxo constante dentro do aviário.

Nos pavilhões, os ventos e o efeito “chaminé” podem atuar conjuntamente. Nas instalações com forro, através da ventilação do ático, é possível reduzir ainda mais a carga térmica. As aberturas de entrada e de saída, para além de terem de estar em paredes opostas, devem estar desniveladas para que a ventilação seja mais eficaz. A existência de obstáculos no interior do edifício ou de saliências na sua fachada alteram a direção das correntes de ar (Figura 4.28).

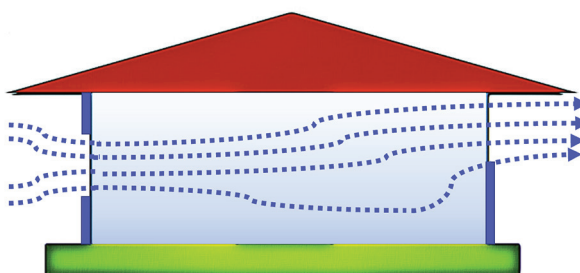


FIGURA 4.27 - Desvio do fluxo de ar por obstrução (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

Quando se abrem as cortinas do pavilhão, o volume de ar externo que nele penetra é muito elevado e tende a igualar rapidamente as condições internas e externas. A melhor ocasião para usar a ventilação, com recurso ao manuseamento das cortinas, é quando a temperatura externa é igual ou inferior à interna. Quanto maior for este gradiente de temperatura, mais eficiente será a perda de calor das aves por convecção.

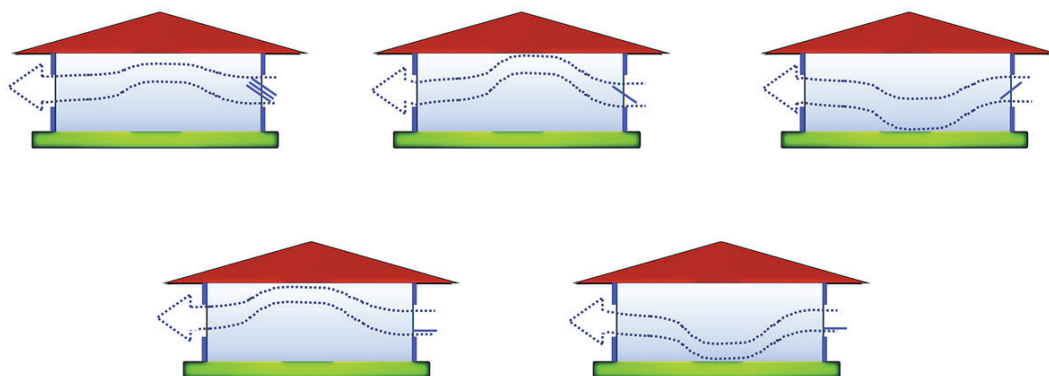


FIGURA 4.28 - Trajetórias do fluxo de ar induzidas pela ventilação com aberturas em planos opostos, quando existem diferentes tipos de obstáculos nas entradas de ar (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

2.4.2. VENTILAÇÃO ARTIFICIAL, MECÂNICA OU FORÇADA

A ventilação artificial é produzida por ventiladores (pressão positiva) ou exaustores (pressão negativa). É utilizada sempre que as condições naturais de ventilação não garantem um movimento do ar ou uma redução da temperatura do ar adequada. Ela permite filtrar e distribuir uniformemente a quantidade de ar desejada pelo aviário, independentemente das condições atmosféricas exteriores. Por outro lado, permite controlar facilmente a taxa de renovação do ar.

Em ambos os sistemas de ventilação (pressão positiva ou negativa), o nível de pressão gerado determina o sucesso ou o insucesso do sistema. A pressão está diretamente relacionada com o fluxo (massa) de ar e não com a velocidade de circulação do mesmo. É comum encontrar nos aviários zonas em que o movimento do ar é insuficiente. Este fenómeno resulta frequentemente do mau dimensionamento e posicionamento dos equipamentos de ventilação (Figura 4.29).

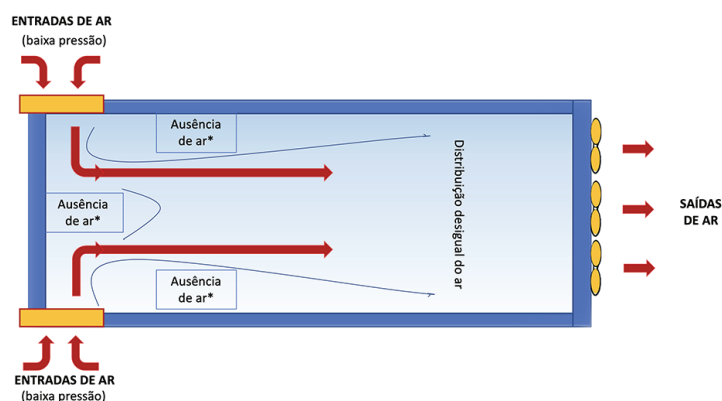


FIGURA 4.29 - Ventilação com baixa velocidade e pressão negativa.

* - Pontos mortos (Segundo Cobb, 2008).

2.4.2.1. SISTEMA DE PRESSÃO POSITIVA

O ar exterior é forçado a entrar na instalação devido à ação de ventiladores. Nos sistemas de ventilação mecânica positiva, os ventiladores são dispostos no sentido longitudinal ou transversal (Figura 4.30), voltados para o interior do aviário. Quando o fluxo de ar é transversal, as cortinas do aviário estão abertas. Quando o fluxo de ar é longitudinal, as cortinas do aviário podem estar abertas ou fechadas. Quando estas estão fechadas, a ventilação gerada é do tipo túnel.

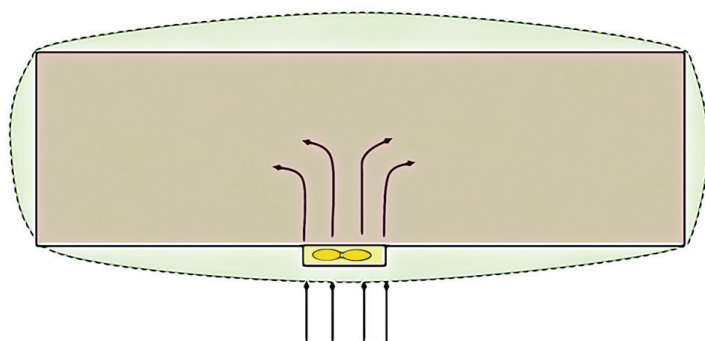


FIGURA 4.30 - Sistema de ventilação por pressão positiva (Abreu e Abreu, 2000).

O ventilador insufla ar para dentro do aviário.

No sistema de fluxo de ar transversal, os ventiladores são posicionados numa das paredes laterais do aviário, no sentido dos ventos dominantes, ligeiramente inclinados para baixo. O ar forçado acaba por sair pela outra parede lateral (Figura 4.31). O controlo do fluxo de ar é difícil de realizar devido à interferência da ventilação natural, que varia de direção e de intensidade.

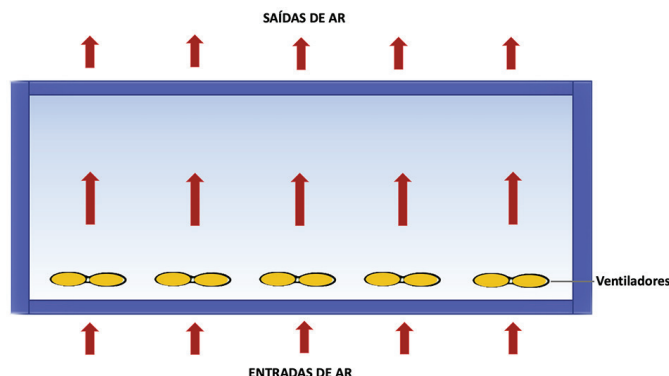


FIGURA 4.31 - Sistema de ventilação positiva transversal (Segundo Abreu e Abreu, 2000).

No caso da ventilação longitudinal, as cortinas laterais do aviário devem ser mantidas fechadas e bem vedadas para criar uma ventilação eficaz tipo túnel. O ar entra por uma das paredes de topo do aviário (oitão) e é impulsionado sucessivamente por ventiladores posicionados ao longo da instalação, antes de ser levado a sair através de aberturas existentes na parede de topo oposta (Figura 4.32), normalmente compostas por painéis evaporativos. Nesse sistema, o controle da ventilação é mais fácil, dado que não é tão influenciado pela ventilação natural.

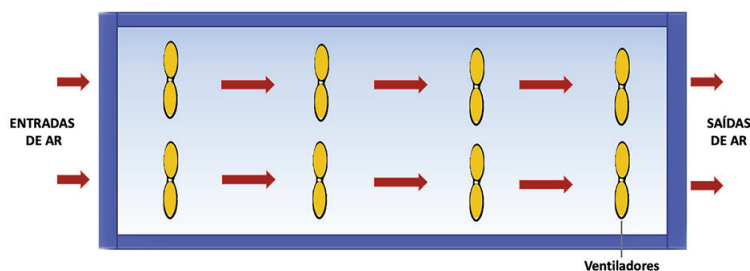


FIGURA 4.32 - Sistema de ventilação positiva longitudinal (ventilação tipo túnel) (Segundo Abreu, 2003).

2.4.2.2. SISTEMA DE PRESSÃO NEGATIVA

No sistema de pressão negativa, os equipamentos (exaustores) criam um vácuo parcial dentro da instalação, que obriga o ar a circular de dentro para fora da mesma (Figura 4.33). O ar sai através de aberturas.

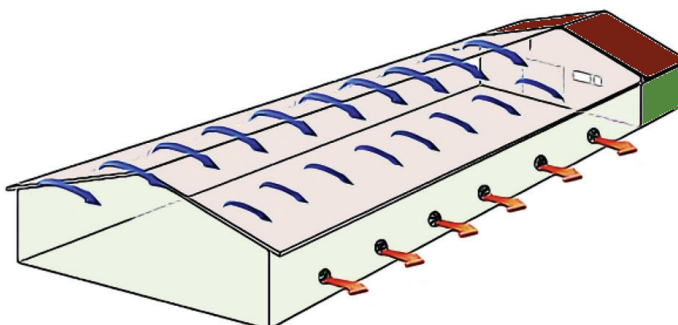


FIGURA 4.33 - Sistema de ventilação por pressão negativa transversal. O exaustor aspira o ar de interior do aviário, criando um vácuo parcial.

No sistema de ventilação por exaustão, os ventiladores são posicionados no sentido longitudinal ou transversal, voltados para fora numa das extremidades do aviário e na outra estão dispostas as aberturas que possibilitam a entrada de ar (Figura 4.34). Com o sistema em funcionamento, os exaustores aspiram o ar de uma extremidade à outra do aviário. Os exaustores são dimensionados para possibilitar a renovação do ar dentro do aviário a cada minuto e à velocidade de 2 a 2,5 m/s. A eficiência desse processo depende da correta vedação do aviário.

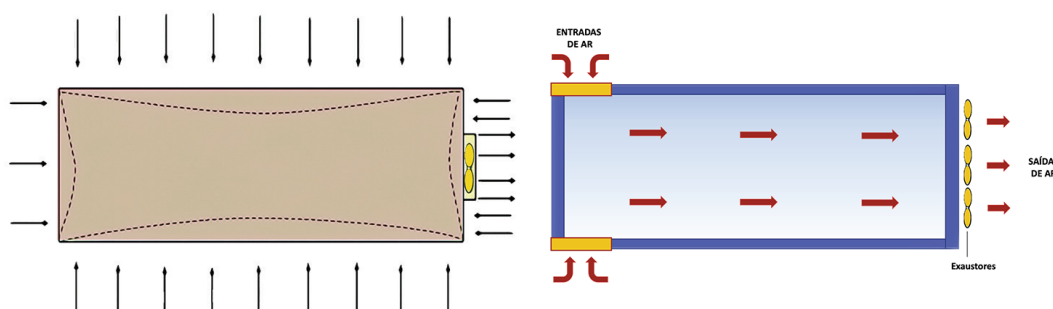


FIGURA 4.34 - Sistemas de ventilação negativa longitudinal (Segundo Abreu e Abreu, 2000). No edifício da esquerda existem apenas dois pontos de entradas de ar e no da direita múltiplos pontos de entradas de ar.

A ventilação por pressão negativa pode ser regulada de três formas diferentes, em função das necessidades das aves:

- Ventilação mínima (clima frio ou aves jovens). Pequena abertura das janelas e reduzido fluxo de ar, destinada à renovação do ar e à eliminação de gases tóxicos e de humidade em excesso. O fluxo de circulação de ar depende do peso dos animais;
- Ventilação de transição. Maior fluxo de renovação do ar, usado para reduzir o calor dentro das instalações. Ela é usada, normalmente, quando a temperatura exterior é $\pm 6^{\circ}\text{C}$ superior à temperatura desejada dentro das instalações;
- Ventilação de tipo túnel. Esta ventilação mantém as aves confortáveis em climas quentes ou muito quentes e nas instalações com uma elevada carga animal. Adicionalmente pode ser usada para reduzir os teores de humidade relativa do ar, aproveitando o efeito refrescante do fluxo de ar a alta velocidade.

2.4.3. PRINCIPAIS FATORES QUE AFETAM A VENTILAÇÃO

A quantidade de ar que deve ser introduzida ou retirada dos pavilhões depende do tipo de construção, das condições climáticas, do número de aves, da sua aptidão e da sua idade. Nas construções abertas, a ventilação é fundamentalmente natural. Pelo contrário, nas construções fechadas, a ventilação é essencialmente artificial. No Verão, a necessidade de introduzir/retirar ar das instalações é normalmente superior à do Inverno (Quadro 4.3). Contudo, esta tendência pode ser alterada pelos teores de humidade relativa do ar. Os teores de humidade relativa do ar pouco ou nada afetam a produtividade, exceto quando os seus valores são muito altos ou muito baixos.

QUADRO 4.3 – Necessidades de ventilação de pavilhões para frangos de carne (m³/hora/quilo de carne) (Lacamba, 1997)

Idade (dias)	Peso (g)	Inverno (mínimo)	Verão (máximo)	Verão (máximo) Teor de humidade (> 50%)
7	160	0,5	2,0	2,0
14	380	0,6	2,0	2,0
21	700	0,7	3,0	3,0
28	1.070	0,9	4,0	4,0
35	1.500	1,0	5,0	6,0
42	1.920	1,5	6,0	8,0
49	2.350	1,5	6,0	8,0

As necessidades de ventilação tendem a aumentar com a subida da temperatura do ar. Todavia, a eficácia dos mecanismos de termorregulação varia com a idade das aves (Quadro 4.4).

QUADRO 4.4 – Necessidades de ventilação em função da temperatura do ar e da idade dos frangos de carne (litros/ave/minuto) (Bampi, 1994)

Temperatura (°C)	Idade (semanas)			
	1	3	5	7
4,4	6,8	19,8	34,0	53,8
10,0	8,5	22,7	45,3	65,1
15,6	10,2	28,3	53,8	79,3
21,1	11,9	34,0	62,3	93,4
26,7	13,6	36,8	70,8	104,8
4,4	6,8	19,8	34,0	53,8
10,0	8,5	22,7	45,3	65,1
15,6	10,2	28,3	53,8	79,3
32,2	15,3	42,5	79,3	118,9
37,8	17,0	48,1	87,8	133,1
43,3	18,7	51,0	96,3	144,4

É importante ter sempre nas instalações termómetros, higrómetros e anemómetros, para medir, respetivamente, a temperatura do ar, os teores de humidade relativa do ar e a velocidade do ar. Estas medições devem ser feitas preferencialmente ao nível dos animais.

2.5. ILUMINAÇÃO

Nas aves, a visão é o principal órgão dos sentidos, uma vez que ela é fundamental ao voo. Nos olhos, a energia dos fótons, captada por pigmentos fotossensíveis presentes nos cones e nos bastonetes, é transformada e ampliada (transdução) em sinais elétricos que são transmitidos através de neurônios até ao cérebro, onde formam uma imagem. Na transdução do sinal luminoso, as aves usam, para além de fotorreceptores presentes na retina, recetores localizados em várias áreas cerebrais, incluindo o hipotálamo. Os impulsos nervosos com origem no hipotálamo afetam o funcionamento do eixo hipotálamo-hipófise-gónadas e, conseqüentemente, o desenvolvimento dos caracteres sexuais secundários e as atividades reprodutiva e comportamental.

Nas instalações avícolas, a luz é um fator ambiental crucial. Nas aves, a presença de luz tem uma influência positiva sobre o bem-estar, o humor (torna os animais mais ativos), a saúde, as relações sociais, a ingestão voluntária de alimentos (as aves identificam a comida através da visão), o índice de conversão alimentar, o crescimento, o desenvolvimento ósseo, a atividade reprodutiva, a postura, o funcionamento do sistema imunitário, entre outros. Neste sentido, a iluminação dos pavilhões reveste-se da maior importância.

Os efeitos da luz dependem da combinação de fatores como a intensidade luminosa, o fotoperíodo e o comprimento de onda (ou cor da luz).

2.5.1. INTENSIDADE LUMINOSA

A luz natural é preferível relativamente à luz artificial. A iluminação artificial deve ser constante, fiável e distribuir-se uniformemente (não devem existir zonas com sombras) ao nível dos olhos das aves. Nos aviários, para se conseguir a intensidade luminosa pretendida, as luminárias devem ser em número adequado, devidamente distribuídas e instaladas a uma altura (2,1-2,4 metros) que permita a sua limpeza frequente. Assim, por exemplo, durante a fase de recria, a correta distribuição e posicionamento das luminárias estimulam a procura de alimento sólido, de água e de calor. Pintar as paredes interiores dos pavilhões de branco também ajuda muito. Nos pavilhões de criação de galinhas poedeiras em baterias, com iluminação suspensa no teto, a intensidade luminosa nas gaiolas de baixo é normalmente inferior à das gaiolas de cima. Neste caso, particularmente quando se trabalha com lâmpadas LED (*Light Emitting Diode*) de baixa intensidade, deve-se considerar a sua instalação na parte superior de cada gaiola.

Na avicultura, a intensidade luminosa recomendada (lâmpadas incandescentes ou fluorescentes) é de 5-10 lux. Todavia, os frangos de carne continuam a crescer mesmo quando a intensidade luminosa é de 2 lux. As galinhas poedeiras não devem ser sujeitas a intensidades luminosas inferiores a 5,38 lux. Nas instalações abertas (paredes laterais abertas), a luminosidade a nível da gaiola ou da cabeça das aves deve ser de 10 lux. Intensidades superiores não comportam qualquer vantagem. Pelo contrário, elas podem reduzir o desenvolvimento sexual e a produção de ovos e aumentam a atividade física, a agressividade, a hiperatividade, o picacismo e o canibalismo.

2.5.2. PROGRAMAS LUMINOSOS

Nas aves, o fotoperíodo estabelece a ritmicidade e sincroniza várias funções biológicas. Nas regiões tropicais, a resposta fisiológica das aves à luz é menos evidente. Aqui, a variação do período diário de luz ao longo do ano é nula ou muito pequena.

Nas aviculturas de galinhas poedeiras, a manipulação artificial do fotoperíodo constitui uma das ferramentas de manejo mais poderosa. Ela pode ser usada para antecipar ou adiar o começo da postura, sincronizar o momento da postura e influenciar a taxa de postura, a qualidade da casca, a eficiência alimentar e o tamanho dos ovos. Enquanto os regimes luminosos “decrecente” ou de “dias curtos” (< 12 horas de luz) inibem a atividade reprodutiva, os regimes luminosos crescentes e de “dias longos” (> 12 horas de luz) estimulam a atividade reprodutiva e aumentam a produção de ovos.

Os pintos de carne devem começar a crescer sob um fotoperíodo decrecente. Nos três primeiros dias de vida, os pintos devem ser sujeitos à seguinte exposição luminosa: 1º dia – 24 horas, 2º dia – 22 horas e 3º dia – 20 horas. A partir do 4º dia, o regime luminoso deve ser o que favorece o desenvolvimento dos pintos. Quando os pintos nascem sob um fotoperíodo “crescente”, eles devem ser sujeitos a um fotoperíodo artificial constante. Mais tarde, um fotoperíodo “crescente” ou de “dias longos” estimula a ingestão voluntária de alimentos (têm mais tempo de luz para comer), reduz o índice de conversão alimentar e acelera o crescimento e a maturidade sexual.

Durante a fase de desenvolvimento, entre a 16-22ª semana de vida, as frangas de aptidão carne devem ser criadas sob um fotoperíodo natural contínuo ou decrecente ou de “dias curtos”, de modo a prevenir a secreção de hormonas sexuais e a estimular a libertação de hormona de crescimento (GH). Posteriormente, um fotoperíodo “crescente” ou de “dias longos” promoverá o crescimento compensatório.

Até as frangas poedeiras começarem a pôr ovos (18 semanas de vida), o fotoperíodo não deve ser aumentado, caso contrário a postura pode começar prematuramente. Quando a postura tem início, o fotoperíodo deve ser incrementado, semanalmente, em mais 1 hora até serem atingidas as 14 horas de luz diárias. Mais tarde, alcançada a taxa de produção máxima, o fotoperíodo deve voltar a ser aumentado, semanalmente, em mais uma hora até serem logradas as 16 horas de luz diárias. Desta forma aumenta-se a taxa de postura e reduz-se a tendência das aves entrarem em choco. O contrário sucede quando as galinhas poedeiras são submetidas a regimes luminosos de dias “decrecentes” ou de “dias curtos”.

Nas regiões tropicais, o aumento do fotoperíodo de 12 para 14 horas implica o fornecimento de luz artificial após o pôr-do-sol. Se este suplemento luminoso não for feito, a produção de ovos diminui. As horas extras de luz, porque ocorrem quando a temperatura do ar é mais baixa, podem resultar ainda num aumento da ingestão de alimentos. Para o efeito podem ser usadas lâmpadas incandescentes de 40 Watt (cada 3 metros) ou de 60 Watt (cada 5 metros).

Nas aves adultas, a implementação de um regime luminoso de 24 horas é desaconselhada, dado que reduz o número de horas de sono, aumenta o índice de conversão alimentar, aumenta o stress e prejudica o funcionamento do sistema imunitário. Na verdade, este regime luminoso pode tornar as galinhas poedeiras foto-refratárias (insensível) à luz, de que resulta uma diminuição da produção de ovos. Por outro lado, estes tornam-se mais pequenos e podem apresentar malformações da casca.

2.5.3. COMPRIMENTO DE ONDA

Os seres humanos possuem uma visão tricromática (3 cores – azul, verde e vermelho). Tal como os anfíbios, os peixes e os répteis, as aves possuem uma visão tetra-cromática (4 cores – azul, verde, vermelho e ultravioleta) e um maior número de ligações nervosas entre os fotorreceptores e o cérebro. Elas conseguem mesmo detetar a luz polarizada e os campos magnéticos.

As galinhas domesticadas conseguem ver, para além do espectro de luz visível (450-700 nm) (Figura 4.35), luz no comprimento de onda abaixo dos 400 nm (zona dos ultravioletas), ou seja, nos comprimentos de onda ultravioleta A (UVA; até aos 360 nm) e ultravioleta B (UVB; 280-315 nm). Nas instalações fechadas, o comprimento de onda UVA está normalmente ausente. Mesmo nas instalações que possuem janelas não se consegue garantir aos animais um fornecimento de luz “natural”. Na verdade, a maioria dos vidros das janelas limitam a passagem dos raios UVA e não transmitem os raios UVB.

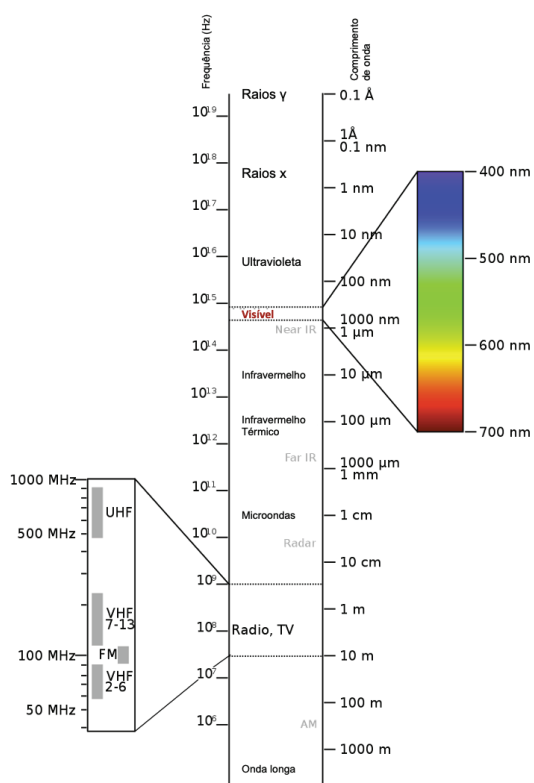


FIGURA 4.35 - Comprimento de onda e frequência do espectro da luz
(Fonte: Wikipédia, licença CC BY-SA 3.0)

Diferentes comprimentos de onda exercem diferentes efeitos sobre a retina e promovem alterações comportamentais que afetam o crescimento das aves. Quando o espectro luminoso é o adequado, a intensidade luminosa pode ser significativamente reduzida. Com as lâmpadas que emitem raios ultravioletas, a intensidade luminosa de 2,52 lux é suficiente para manter a produção de ovos. Por outro lado, esta reduzida luminosidade promove uma diminuição da ingestão voluntária de alimentos e da atividade física, o que resulta numa significativa redução (20-30%) dos custos de produção. Os maiores custos de instalação das lâmpadas LED são rapidamente amortizados.

2.5.3.1. TIPOS DE LÂMPADAS

Existem três tipos de lâmpadas que podem ser usadas na iluminação dos aviários: incandescentes (iluminância contínua), fluorescentes (iluminância descontínua) e LED. As lâmpadas incandescentes produzem uma luz de aspecto vermelha, enquanto as lâmpadas fluorescentes brancas produzem uma luz de aspecto azulado. Isto acontece porque as primeiras produzem comprimentos de onda mais longos (vermelho) e as segundas comprimentos de onda mais curtos (verde e azul). As lâmpadas LED não são monocromáticas, mas a banda de cores que cada uma produz é relativamente estreita. Diferentes lâmpadas LED produzem luzes com diferentes comprimentos de onda – branca, azul, verde e vermelha (Figura 4.36).



FIGURA 4.36 – Lâmpadas LED de luz branca.

Apesar de serem mais caras, as lâmpadas LED têm vindo a substituir progressivamente as lâmpadas incandescentes e fluorescentes, graças à sua elevada eficiência energética, durabilidade, capacidade de emitir luz em diferentes comprimentos de onda, baixos consumos de energia e reduzidos custos de manutenção.

2.5.3.2. EFEITO DOS RAIOS ULTRAVIOLETAS

Nas aves, os raios UVA aumentam a atividade física e as manifestações de conforto e reduzem as manifestações de medo. Nos frangos de carne, estes raios promovem o alisar das penas, a manipulação de objetos, o andar e a procura de alimentos. Nas galinhas poedeiras, os raios UVA facilitam o alisar das penas, o bicar do solo e reduzem o arrancar das penas.

Ainda que não sejam visíveis para as aves, a exposição destes animais a raios UVB facilita a síntese endógena de vitamina D, a qual desempenha um importante papel no metabolismo do cálcio. Nos frangos de carne é possível que eles promovam o crescimento e o aumento de peso e reduzam a incidência de problemas ósseos (como a discondroplasia da tíbia) e o raquitismo. Consequentemente, os raios UVB favorecem a mobilidade dos

frangos. Nas galinhas poedeiras, as ondas UVB melhoram a densidade óssea, a produção de ovos e os níveis de vitamina D presentes na gema do ovo.

2.5.3.3. LUZES BRANCA E VERMELHA

As galinhas poedeiras sujeitas à luz natural tendem a produzir mais ovos do que as que estão alojadas em instalações fechadas iluminadas com luz branca fria. Elas preferem as lâmpadas fluorescentes (aspeto azulado) às lâmpadas incandescentes (aspeto avermelhado). Nas fêmeas, as lâmpadas LED de luz branca e de luz vermelha estimulam a eficiência alimentar, o crescimento e a produção de ovos. As lâmpadas de cor vermelha aumentam a secreção de hormonas sexuais, desenvolvem os caracteres sexuais primários, aceleram a idade à puberdade dos reprodutores, aumentam a agressividade e condicionam o picassismo e o canibalismo. As luzes laranja-avermelhado estimulam o desenvolvimento reprodutivo.

2.5.3.4. LUZES AZUL E VERDE

As luzes azul e verde tornam as aves mais calmas e melhoram o funcionamento do sistema imunitário.

Nas galinhas poedeiras, as luzes azul e verde parecem não afetar a produção de ovos, mas alteram a qualidade dos ovos postos (tamanho e peso). Por outro lado, elas promovem o crescimento das frangas poedeiras.

Nos frangos de carne, as luzes azul e verde melhoram a taxa de crescimento. Nestes animais, o crescimento pode ser dividido em duas fases: 0-26 dias e os 27-40 dias. A luz verde é mais eficaz nas primeiras semanas de vida e a azul nas últimas semanas de produção. Nestes animais, a mistura de luzes verdes e azuis melhora a taxa de crescimento. Estas luzes promovem a proliferação celular através da estimulação da secreção de testosterona.

De um modo geral, o comprimento de onda parece não afetar a taxa de mortalidade. Contudo, alguns autores afirmam que nas frangas de carne, com menos de 7 semanas de idade, a luz verde aumenta a taxa de mortalidade. Pelo contrário, outros autores verificaram que nas reprodutoras de carne, com 10-40 semanas de idade, a luz verde reduz a taxa de mortalidade.

3. EQUIPAMENTOS

3.1. DEPÓSITO DE ÁGUA

Nos aviários em que o abastecimento de água é feito a partir de um furo de água é importante existir um depósito de água, a fim de prevenir uma avaria da bomba de água. Mesmo nos aviários com abastecimento de água a partir da rede pública, a existência de um depósito de água deve ser sempre considerada, particularmente se existir um historial de falhas no abastecimento. Deve ser colocado num local de fácil acesso para se poder verificar se tem água, controlar a qualidade da água e proceder à sua higienização. Esta deve ser feita, pelo menos, quando há substituição dos lotes. Deve ser feito em material que não transfira resíduos para a água, ser fácil de higienizar e ter uma dimensão que permita armazenar água suficiente para satisfazer as necessidades de consumo das aves durante 2-3 dias (Quadro 4.5). Nas galinhas poedeiras, a privação do consumo de água, por um período de apenas 24 horas, resulta numa redução da taxa de postura na ordem dos 30%.

QUADRO 4.5 – Estimativa do consumo diário de água de frangos de carne (Albino et al., 2013)

Idade (semana)	Temperatura (°C)	Consumo diário de água (litros/100 aves)
1	30	4
2	27	6
3	25	8
4	23	10
5	21	13
6	21	16
7	21	19
8	21	21
9	21	22
10	21	22
11	21	22
12	21	22
13	21	22
14	21	22

Os depósitos de água devem ser instalados num local à sombra e estarem devidamente fechados, de modo a garantir que a água fornecida é de qualidade e que está a uma temperatura adequada ao seu consumo (Figura). As aves gostam de ingerir água a cerca de 10-14°C. Temperaturas da água iguais ou superiores a 21,0-26,7°C resultam numa diminuição significativa do consumo de água. Como a temperatura da água armazenada tende

a equivaler-se à da temperatura do ar, nas regiões quentes é importante criar todas as condições para que esta não ultrapasse os 24°C ou instalar um sistema de arrefecimento de água.

Para além de hidratar as aves, a água é usada para diluir algumas das vacinas a administrar a estes animais. Para efeitos de vacinação, a temperatura ideal da água deve ser inferior a 20°C (pode ser necessário adicionar gelo à água). Os depósitos de água escuros tendem a captar mais energia solar e a aquecer mais a água. Os depósitos de água transparentes permitem o desenvolvimento de algas e microrganismos. Adicionalmente, os tubos que conduzem a água do depósito até ao pavilhão não devem estar expostos à radiação solar. Devem ser enterrados a cerca de 30 cm de profundidade ou serem devidamente isolados.

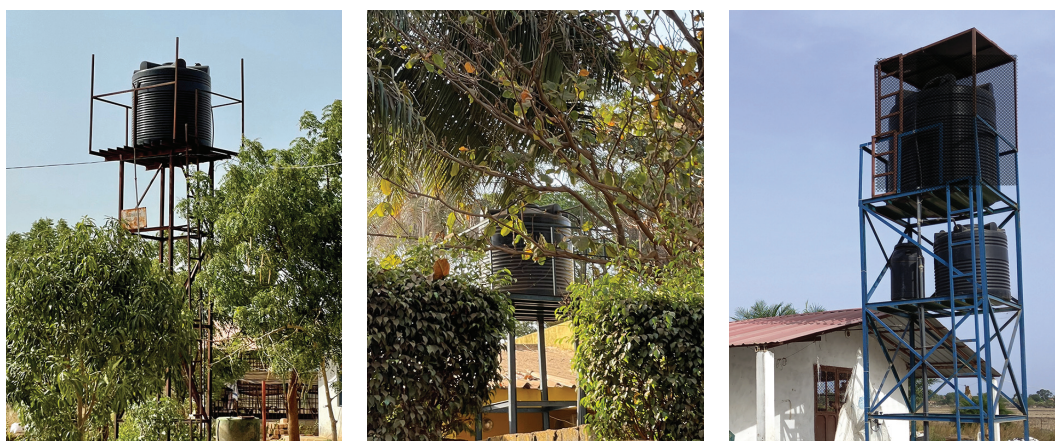


FIGURA 4.37 – (a) Depósito de água exposto ao sol, (b) tapado ou (c) construído à sombra.

3.2. BEBEDOUROS

As aves devem ter sempre disponível água de qualidade e à temperatura adequada, uma vez que esta desempenha um papel fundamental na termorregulação e porque exerce um efeito positivo sobre a ingestão de alimentos, o crescimento e a postura. As aves nunca devem ficar sem água. Um abeberamento inadequado afeta negativamente o crescimento e a produção. A determinação do consumo diário de água ajuda a identificar rapidamente o aparecimento de vários problemas.

Uma galinha poedeira e um frango de carne consomem cerca de 1,6-2,0 vezes mais água do que alimento sólido, embora este valor possa ser muito superior sob condições de stress causado pelo calor (Quadro 4.6). Nestas condições, elas podem consumir até 4 vezes mais água. Entre os 20-32°C, por cada grau de aumento da temperatura do ar, o consumo de água aumenta cerca de 6%. Já entre os 32-38°C, este aumento é de cerca de 5%. Consequentemente, há que vigiar regularmente o consumo de água e sempre que necessário reforçar o seu fornecimento.

QUADRO 4.6 – Relação entre temperatura do ar e relação entre o consumo de água e a ingestão voluntária de alimento concentrado comercial (Singleton, 2004; citado por Cobb, 2008)

Temperatura do ar	Água/alimento concentrado
4°C	1,7:1
20°C	2,0:1
26°C	2,5:1
37°C	5,0:1

Nas aves adultas, a água constitui 60-75% do seu peso corporal. Nos pintos, este valor é de 70% (podendo ser de 85% ao nascimento). Cerca de 60% do peso do ovo é água (40 g de água). Assim sendo, para produzirem 250 ovos, as galinhas têm de ingerir, no mínimo, 75 litros de água (Quadro 4.7). Nas galinhas poedeiras, um corte no abastecimento de água, por um período de 24 horas, resulta numa diminuição de 24-30% na taxa de postura.

QUADRO 4.7 – Quantidade de água e de espaço de bebedouro necessário para dar de beber a 100 aves (Singleton, 2004; citado por Cobb, 2008)

Idade (Semanas)	Consumo diário (l)	Espaço bebedouro (m)
0-1	3	0,7
2-4	10	1,0
4-9	20	1,5
> 9	25	2,0
Adulta	50	2,5

Existem no mercado vários modelos de bebedouros para aves em diferentes fases da sua vida – cria, recria e adultos – e com diferentes produtividades. Eles devem ser resistentes, fáceis de aceder e fáceis de higienizar. A higienização dos bebedouros é essencial à prevenção da disseminação de doenças. Os bebedouros devem ser lavados e secos, pelo menos, duas vezes por dia. A sua desinfeção deve ser feita, pelo menos, uma vez por semana.

A nível mundial, os bebedouros mais comuns são os de pressão (4 litros). São colocados nas instalações em posição invertida sobre um prato (Figura 4.38). A água desce por efeito da gravidade. Cada bebedouro dá para abeberar 80-100 aves. Na maioria dos modelos, o prato é pousado diretamente no solo/cama. Neste caso, a água tende a ficar suja rapidamente, com pedaços da cama ou com fezes. Para evitar este problema, alguns avicultores pousam-nos sobre uma pedra ou tijolo. Este procedimento dificulta a mobilidade dentro do aviário e não garante as melhores condições de higienização. Alguns modelos têm pés que afastam o prato do solo e que não afetam negativamente a mobilidade e a higienização dos mesmos. A lavagem diária dos bebedouros (ou sempre que se verificar que estão sujos), aumenta os custos de mão-de-obra e o desperdício de água. O consumo de água diminui quando esta está suja e, conseqüentemente, baixa a ingestão voluntária de alimentos e a produtividade do bando.



FIGURA 4.38 – Exemplo de bebedouros de posição invertida.

Os bebedouros pendulares ou de copo (sistemas abertos) devem ser suspensos de modo a garantir que a borda do bebedouro está à mesma altura do dorso das aves em pé (Figura 4.39). À medida que estas crescem, a altura dos bebedouros deve ser ajustada, reduzindo-se assim a possibilidade de se conspurcar a água (Figura 4.40). Este ajustamento é difícil de realizar nos sistemas de produção convencionais em que aves de diferentes idades são criadas no mesmo espaço.



FIGURA 4.39 – Bebedouros (a) pendulares e (b) de copos.

O número de bebedouros pendulares a instalar no aviário depende do número de aves em criação. Deve ser instalado um bebedouro por cada 50-70 ou 80-125 aves. Nas regiões quentes ou quando as aves pesam mais de 2 kg, o número de bebedouros deve ser aumentado em 50%, ou seja, cada um deles deve servir 40-62 aves. A distribuição espacial destes bebedouros condiciona fortemente o desempenho das aves. A distribuição dos bebedouros deve ser feita o mais uniforme possível, de preferência em linha (segundo o comprimento) e de forma intercalada com os comedouros. O acesso à água não deve constituir um fator de *stress*.

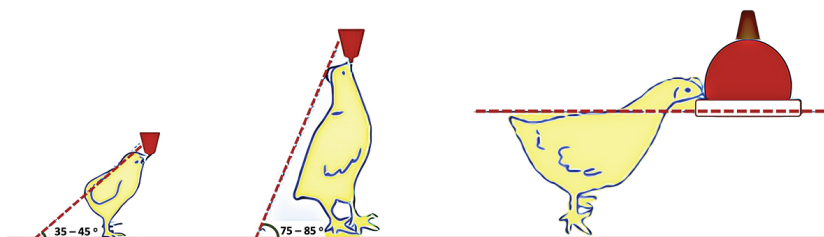


FIGURA 4.40 – Altura dos bebedouros pendulares e do tipo chupeta (Segundo Aviagen, 2008).

A maioria dos aviários modernos utiliza bebedouros chupeta (*nipple*) (Figura 4.41). Este tipo de bebedouro, porque funciona em sistema fechado, garante o fornecimento de água limpa, reduz as perdas de água, a disseminação de doenças e o número de horas gastas na sua higienização. Contudo, ele implica os seguintes cuidados: distribuição espacial uniforme, em linha e ao longo de todo o pavilhão, ajustamento periódico da sua altura ao tamanho das aves, manutenção da linha de água (a sua descarga e limpeza regulares previnem problemas associados à presença de ar nos tubos e ao mal funcionamento das válvulas) e controlo da pressão da água. O número de bebedouros chupeta a instalar no aviário é de um bebedouro por cada 8-10 ou 12-15 aves. Nas regiões quentes ou quando as aves pesam mais de 2 kg, o número de bebedouros deve ser aumentado em 50%, ou seja, cada um deles deve abeberar 6 aves.



FIGURA 4.41 – Bebedouros tipo “chupeta”. Podem ser instalados com reservatório para recolha do excesso de água.

Existem dois tipos de bebedouros chupeta (*nipple*): de alto débito (80-90 ml/minutos) ou de baixo débito (50 a 60 ml/minutos). Os primeiros dispensam uma gota de água na extremidade da chupeta e possuem um reservatório para recolher o excesso de água que possa vazar da chupeta. Consequentemente, resultam em menores perdas de água para o piso/cama, o que aumenta o bem-estar das aves, minora a possibilidade de se desenvolverem bactérias e reduz os gastos associados à substituição da cama. Podem ser usados no abeberamento de 12 aves/chupeta. Os segundos não possuem reservatório e a pressão é ajustada de modo a garantir o fluxo de água adequado às necessidades das aves. Geralmente são usados no abeberamento de 10 aves/chupeta.

Os bebedouros chupeta devem ser ajustados em função da altura das aves e da pressão da água. Regra geral, as aves devem ter que levantar-se ligeiramente para pulsar o botão que dispensa a água. Não devem nunca ter que se abaixar – as patas das aves devem estar sempre em contacto com o solo/cama. Este sistema de abeberamento é fechado, pelo que se reduz a possibilidade de contaminação da água. Por outro lado, as necessidades de mão-de-obra e o desperdício de água diminuem. Contudo, é essencial testar regularmente o normal funcionamento das chupetas.

3.3. COMEDOUROS

Os comedouros são usados para distribuir alimentos sólidos. A localização, o número de comedouros e o espaço de comedouro por animal (Quadro 4.8) devem incentivar a ingestão voluntária de alimentos e facilitar a sua utilização. Estes devem ser feitos em material durável e resistente a lavagens frequentes. Devem ser estáveis e possuir um rebordo que impeça as aves de desperdiçarem alimento. De preferência devem ser mantidos suspensos (facilita o trabalho dentro das instalações, alimento mais limpo, reduz a capacidade de seleção das aves, dificulta o acesso dos ratos ao alimento), à altura do dorso das aves em pé.

QUADRO 4.8 – Quantidade de alimento, profundidade e espaço de comedouro necessário para alimentar 100 aves (Sonaiya e Swan, 2004)

Idade (Semanas)	Consumo diário (kg)	Profundidade (cm)	Espaço comedouro (m)
1-4	1,4-5,0	5,0	2,5
4-6	3,2-7,3	8,0	3,8
6-9	5,0-9,5	9,0	6,1
10-14	7,3-15,9	12,5	9,6
> 15	9,1-11,4	15,0	12,7

O tipo ideal de comedouro a utilizar depende da idade das aves e do sistema de produção. Na primeira semana de vida, os comedouros mais utilizados são pratos ou tabuleiros, em plástico, metal ou madeira (difícil de higienizar), redondos ou retangulares (Figura 4.42). Contudo, estes comedouros permitem que os pintos andem em cima do alimento, o esgravatem e defequem sobre ele. O desperdício é evidente. Este problema pode ser minorado utilizando comedouros que dificultem as aves de subirem para eles e distribuindo o alimento, em menor quantidade, várias vezes ao dia. O tamanho do comedouro condiciona o número de pintos a serem alimentados. Os mais comuns permitem alimentar cerca de 45-80 ou 80-100 pintos.



FIGURA 4.42 – (a) Comedouros em bandeja ou tabuleiro e (b) comedouros melhorados para pintos. Estes últimos devem ser tapados e terem uma configuração que impeça os pintos de subir para cima deles.

À medida que os pintos crescem (a partir do 5º dia de vida), os pratos e os tabuleiros devem ser substituídos, gradualmente, durante 2-3 dias, por comedouros lineares ou em calha (manuais ou mecânicos), tubulares ou automáticos ou helicoidais (*tuboflex*) (Figura 4.43). Tal como os bebedouros, o bordo dos comedouros definitivos deve estar sempre à altura do dorso das aves em pé.



FIGURA 4.43 – Comedouro (a) linear manual, (b e c) tubular e (d) automático.

Nos sistemas avícolas em que os pintos são criados junto de animais mais velhos, os criadores devem instalar *creep feeders* (compartimentos fechados com comedouros) para que apenas os primeiros tenham acesso a alimentos de elevada qualidade.

Os comedouros lineares facilitam a distribuição do alimento sólido. Contudo, a sua utilização está limitada ao interior das instalações. No exterior, a chuva estraga o alimento distribuído. Os comedouros tubulares têm a vantagem de serem práticos, económicos e poderem ser utilizados fora das instalações. Cada um deles pode alimentar 40 aves. Nos modelos em que a borda do prato é removível, terminada a higienização do comedouro, ela deve ser recolocada no sítio para reduzir o desperdício de alimento concentrado. Devem ter um depósito em altura (não os encher mais de 1/3 da sua capacidade máxima) e um prato de profundidade adequadas. A incorreta regulação da altura do depósito, relativamente ao prato do comedouro, pode ocasionar desperdício de alimento concentrado. Os comedouros devem ser dispostos uniformemente por todo o aviário, formando filas equidistantes (2 metros), de modo a facilitar o acesso aos mesmos por parte das aves e das pessoas. Nestes dois tipos de comedouros, a quantidade de alimento a distribuir deve ter em conta o número de aves a alimentar e o intervalo de tempo entre distribuições. Por regra, antes de reabastecer os comedouros há que remover os restos da distribuição anterior. Eventualmente, se são feitos vários reabastecimentos diários e não há problemas sanitários na exploração, os restos da distribuição anterior podem ser deixados para consumo.

Os comedouros do tipo helicoidal são automáticos. Ligadas a um depósito de alimento, linhas de tubos, dotados de uma espiral interna (Figura 4.44), transportam o alimento até vários pratos dispostos ao longo da sua extensão. As linhas de tubo são ajustáveis em altura, possibilitando o seu ajustamento à altura das aves em crescimento. Cada prato pode alimentar 70 aves. Este sistema é mais seguro, exige menos mão-de-obra e reduz os desperdícios de alimento.



FIGURA 4.44 – Comedouro automático tipo tuboflex.

3.4. AQUECIMENTO

Mesmo nos climas quentes, os aquecedores fazem parte dos equipamentos dos aviários, quanto mais não seja para aquecer os pintos nos primeiros 7 dias de vida. Como já foi anteriormente referido, nestes animais os mecanismos de termorregulação são altamente deficitários. Um bom aquecedor é o que conjuga eficazmente o conforto térmico e o consumo de energia.

Nas primeiras semanas de vida (2-3 semanas), os pintos devem ser criados em parques (Figura 4.45). No seu interior devem existir lâmpadas de aquecimento, comedouros e bebedouros uniformemente distribuídos. As paredes dos parques protegem-nos da incidência direta de correntes de ar. A colocação de uma cama torna o ambiente mais quente e seco, logo mais confortável. Em regiões mais frias, outra forma de manter os pintos quentes passa por aumentar a sua densidade.



FIGURA 4.45 – Parques de criação de pintos.

O controlo e a regulação da temperatura dentro do parque devem ser feitos periodicamente, uma vez que a temperatura do ar dentro das instalações varia ao longo do dia. Uma das formas mais simples de o fazer passa pela observação do comportamento dos pintos (Figura 4.46).

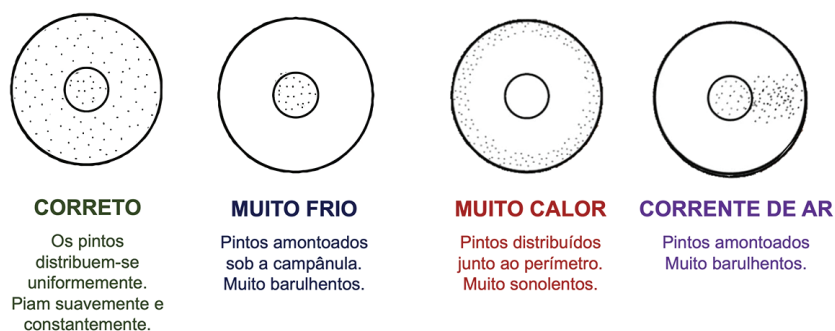


FIGURA 4.46 – Diferenças de comportamento dos pintos em função do seu estado de conforto térmico (Segundo Cobb, 2008).

É preciso ter sempre muita atenção à instalação e à manutenção dos aquecedores. Eles devem ser vistos sempre como uma potencial fonte de incêndio, intoxicação e até explosão.

3.4.1. AQUECEDORES ELÉTRICOS

Os aquecedores elétricos podem ser feitos com resistências elétricas e lâmpadas de infravermelhos (Figura 4.47). Estão normalmente integrados por baixo de uma campânula (refletor) para projetar o calor de cima para baixo. As resistências podem também estar integradas no piso e neste caso o calor é lançado de baixo para cima. O calor é transmitido por condução e radiação.



FIGURA 4.47 – Aquecedores elétricos: (a) infravermelhos, (b) resistências e (c) placa de aquecimento.

Estes equipamentos são fáceis de usar, produzem calor de forma constante e não geram gases tóxicos (CO e CO₂). Devem ser fáceis de limpar e de manter. Não comportam grandes risco de incêndio. Por outro lado, eles são fáceis de ajustar e alguns fornecem simultaneamente luz aos animais. Nalguns aviários, a utilização deste tipo de aquecedores está interdita, uma vez que não dispõem de acesso a uma rede elétrica estável ou por-

que os preços da electricidade são muito altos. Nalguns locais, estes problemas podem ser ultrapassados através da instalação de painéis solares, cujo investimento inicial pode ser rapidamente amortizado. As lâmpadas de aquecimento partem-se com facilidade e a sua durabilidade é relativamente curta.

3.4.2. AQUECEDORES A GÁS

A utilização deste tipo de aquecedores é muito comum por ser fácil de manusear e apresentar baixos custos de funcionamento. Podem trabalhar com gás natural ou com gás liquefeito de petróleo (GPL). Existem no mercado vários tipos de aparelhos, que diferem quanto à instalação, forma de transmitir o calor e meio de controlo da temperatura.

Os aquecedores, comumente denominados de campânulas, possuem um queimador de gás convencional e o calor é transmitido às aves por condução e convecção (Figura 4.48). São instalados a pouca altura do solo/cama, pelo que a distribuição do calor não é uniforme dentro do seu raio de ação. Por outro lado, os gases provenientes da combustão ficam retidos por baixo da campânula, podendo causar problemas respiratórios aos pintos. Possuem normalmente dois níveis de regulação manual da temperatura – alto e baixo. A sua capacidade de aquecimento é reduzida, não sendo recomendados para aquecer mais de 500 pintos. São bastante funcionais devido à facilidade de instalação, resistência, mobilidade e reduzidas necessidades de manutenção.



FIGURA 4.48 – Aquecedor a gás tipo campânula.

Os aquecedores a gás com placa cerâmica (Figura 4.49) evoluíram a partir dos aquecedores de campânula, através da adição de uma placa de cerâmica refratária para aproveitar o efeito de radiação. A chama do queimador incide sobre a placa de cerâmica tornando-a incandescente e, desta forma, o calor é transferido por radiação para os pintos. Devido à utilização relativa do efeito de radiação, estes aquecedores podem ser instalados ligeiramente mais alto do que os de campânula, o que melhora a distribuição da temperatura. A fragilidade da placa cerâmica é a sua principal desvantagem. Esta pode quebrar-se durante o manuseamento do aquecedor. Possuem uma capacidade de aquecimento média, pelo que se recomenda que não sejam usados para aquecer mais de 700-800 pintos.



FIGURA 4.49 – Aquecedor a gás com placa cerâmica.

Os aquecedores a gás tipo infravermelhos foram desenvolvidos para aproveitar plenamente o princípio de transmissão de calor por radiação (Figura 4.50). A combustão do gás é feita em queimadores metálicos com elevada capacidade para suportar o calor, o que torna a sua superfície totalmente incandescente. No aquecimento por radiação, o calor permanece durante mais tempo na zona envolvente dos animais, ou seja, este tipo de aquecedor é mais eficiente do que o aquecedor por convecção. No aquecimento por convecção, o ar quente, menos denso, escapa-se para as zonas mais altas do pavilhão.



FIGURA 4.50 - Aquecedor a gás tipo infravermelhos.

Os sistemas de aquecimento por radiação permitem aquecer os pintos e secar o solo/cama. Eles começam por aquecer o ar e depois as aves e o solo/cama. Estes equipamentos produzem radiação concêntrica a partir do eixo da campânula, perdendo eficácia com o aumento da distância ao mesmo. Ainda assim, eles aquecem uma área de 3,6-4,0 m, o que permite aquecer cerca de 1.000 pintos. A eficácia destes aquecedores varia igualmente em função da altura da campânula. Todavia, a distribuição não uniforme da temperatura permite às aves posicionarem-se segundo as suas necessidades de aquecimento. Os aquecedores a gás por radiação são colocados a uma altura considerável do piso – 0,90-1,20 metros. Em condições de temperatura do ar inferiores a 15°C, o calor

gerado por esses sistemas é insuficiente (há que complementar a sua ação com a de outros tipos de aquecedores). Durante o seu funcionamento, os gases da combustão não atingem as aves. A popularidade deste tipo de aquecimento a gás resulta da comodidade conferida pela sua regulação termostática (individual ou central). Porém, a sua utilização resulta particularmente cara.

3.4.3. AQUECEDORES A LENHA

O primeiro sistema de aquecimento utilizado no aquecimento de aves era a lenha. O calor é transmitido às aves por condução (através do ar). Este sistema de aquecimento não resulta numa temperatura uniforme e constante em todo o pavilhão (Figura 4.51). Por outro lado, o seu funcionamento comporta maiores exigências de mão-de-obra. Porque a combustão da lenha não é completa, é necessário instalar filtros para minimizar a libertação de gases tóxicos, particularmente de CO₂, dentro do pavilhão. Este tipo de aquecimento é utilizado, fundamentalmente, para amenizar as condições ambientais e não tanto para suprir as necessidades das aves.



FIGURA 4.51 - Aquecimento a lenha localizado no exterior do aviário. O calor é distribuído para o interior através de tubos por meio de um motor.

Os modernos sistemas de aquecimento a carvão, para além da câmara de combustão e da chaminé, possuem um termostato, um ventilador e tubos distribuidores de ar quente. A câmara de combustão pode ser instalada dentro ou fora do aviário. Neste último caso reduz-se a presença de gases tóxicos e controla-se melhor a temperatura do ar dentro do pavilhão.

3.4.4. SISTEMAS ALTERNATIVOS DE AQUECIMENTO

No aquecimento dos aviários podem ser usados outros sistemas de aquecimento: fornos de resíduos de aves (em desuso) e uso de biodigestores (para a produção de biogás). A utilização de piso radiante (passagem de água quente) é outra possibilidade. O aquecimento com recurso às energias renováveis solar e eólica permitirão no futuro resolver muitas das limitações dos atuais sistemas de aquecimento. Apresentarão seguramente outros desafios (manutenção dos sistemas, substituição das baterias, entre outros).

3.5. BATERIAS

As baterias podem ser classificadas de acordo com o número de pisos e o método de remoção dos excrementos. Existem três tipos de baterias (Figura 4.52) disponíveis no mercado:

- *Flat Deck* (um piso);
- Califórnia (dois pisos);
- Múltiplos pisos.



FIGURA 4.52 – Diferentes tipos de baterias: *flat deck* (esquerda), califórnia (centro) e múltiplos pisos (direita).

A criação de aves em baterias comporta várias vantagens. Elas podem ser colocadas dentro de instalações ou simplesmente debaixo de um telheiro. A longo prazo, o investimento na aquisição baterias é recuperado devido às suas vantagens na aplicação do manejo alimentar e sanitário e econômicas (menores custos de produção). Quando devidamente construídas, as gaiolas tendem a durar vários anos. A densidade de aves criadas em gaiolas é menor do que a densidade de aves criadas no solo, o que reduz as interações agonísticas e facilita o manejo. Contudo, as instalações com baterias podem comportar mais aves (devido aos múltiplos pisos). As galinhas poedeiras criadas em baterias apresentam uma maior taxa de eficiência alimentar. Por outro lado, elas tendem a produzir mais e ovos mais pesados. As aves improdutivas são rapidamente identificadas e retiradas da exploração. A criação de aves em bateria reduz as necessidades de mão-de-obra e garante melhores condições de trabalho aos seus funcionários. Os problemas com parasitas externos, nomeadamente com carraças, reduzem-se. As condições de higiene tendem a ser melhores. Diminuem ainda os problemas de saúde associados ao material fecal presente no piso/cama, aos níveis de amônia e à poeira.

A utilização de baterias comporta também desvantagens. A construção adequada destes equipamentos não é fácil. O investimento inicial, por ave, é muito elevado. O controlo ambiental – temperatura e humidade do ar, ventilação e luminosidade – torna-se mais exigente e difícil de conseguir, particularmente quando se usam baterias com vários pisos. O reduzido espaço disponibilizado por ave comporta problemas físicos e psicológicos. As aves não podem manifestar corretamente muitos dos seus comportamentos normais – cinético, exploratório, banho de poeira, empoleirar, construção do ninho, entre outros. Consequentemente, aumenta o stress e reduz-se o bem-estar. Porque as aves são criadas muito próximas umas das outras, os cuidados de higiene e de sanidade têm de ser reforçados. Toda a bateria e seus equipamentos, particularmente os bebedouros

e os comedouros, devem ser limpos diariamente. Os tabuleiros que recolhem os excrementos, impedindo-os de cair sobre as aves do piso inferior, também devem ser limpos diariamente. Aumenta a incidência de problemas metabólicos e de lesões nas patas. A criação de galinhas poedeiras em baterias aumenta ainda o número de ovos partidos ou rachados. Este problema agrava-se nas baterias equipadas com poleiros (porque elas podem pôr ovos sentadas nos poleiros).

Nos últimos anos, as gaiolas têm vindo a evoluir no sentido de permitir às aves manifestar muito dos seus comportamentos que não podiam ser exibidos nas gaiolas convencionais – empoleirar, postura em ninho e banhos de poeira. Contudo, o caminho a percorrer para se encontrar uma gaiola ideal ainda é longo. Assim, por exemplo, há que melhorar a posição relativa dos vários equipamentos colocados dentro das gaiolas (Figura 4.53). Por outro lado, as restrições de *design* continuam a limitar a realização de exercício físico, com consequências sobre a saúde óssea. Mais, as galinhas usam os poleiros colocados a diferentes alturas para manifestar diferentes tipos de comportamento – nos poleiros mais baixos, elas permanecem paradas ou andam e nos mais altos sentam-se ou descansam.

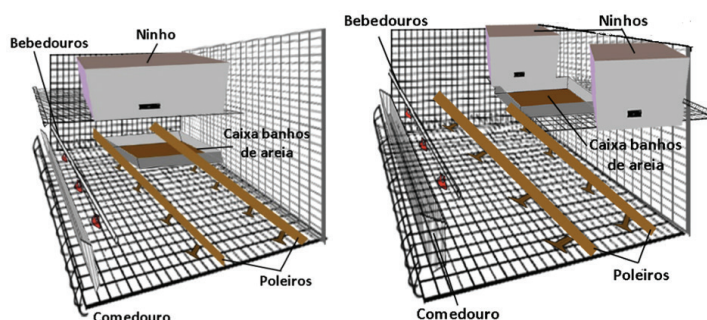


FIGURA 4.53 – Estereogramas de gaiola média tipo II (esquerda) e gaiola média tipo III (direita) com diversos equipamentos (Adaptado de Li et al., 2016). Ao que tudo indica, as galinhas preferem a gaiola média tipo III.

As gaiolas dotadas de equipamentos melhoram o bem-estar das aves, aumentando a densidade óssea e reduzindo o medo, a agressividade e o picassismo. A genética, a idade e as instalações influenciam o grau de melhoria conseguido com a utilização destas gaiolas.

3.6. NINHOS

As galinhas poedeiras preferem pôr os ovos em locais fechados, isolados ou discretos. Os ninhos podem ser individuais ou coletivos (comunitários). São pequenas caixas normalmente feitas em plástico, metal ou madeira (sempre que possível, optar pelo material mais fácil de higienizar). Os ninhos coletivos agrupam, num único conjunto, com 2-3 pisos de altura, vários ninhos. As dimensões dos ninhos devem ter em conta o tamanho médio das galinhas criadas. De um modo geral, os ninhos individuais têm as seguintes dimensões: altura – 30 cm, largura – 30 cm e profundidade – 30 cm. Já os ninhos colectivos têm as seguintes dimensões: altura – 30-35 cm, largura – 25-30 cm e profundidade – 30-35 cm. Cada ninho individual deve servir 5 galinhas poedeiras. Os ninhos colectivos devem servir 50 galinhas poedeiras. No seu interior deve ser colocada uma cama com 4-10 cm de

altura (que deverá ser limpa, acrescentada ou substituída sempre que necessário) ou um tapete sintético tipo *AstroTurf* (Figura 4.54).



FIGURA 4.54 – AstroTurf, material sintético usado para substituir a cama nos ninhos.

Nas instalações para frangas, os ninhos devem começar por ser colocados sobre o piso/cama, para que estas os possam investigar e habituar-se à sua utilização. Posteriormente, eles deverão ser colocados a 45 cm do solo.

Muito se tem discutido sobre se as galinhas poedeiras preferem ninhos escuros ou iluminados. Ao que tudo indica, muitas galinhas elegem locais escuros e frescos para porem os ovos. Porém, esta escolha depende da experiência luminosa anterior de cada galinha. É possível que esta decisão dependa igualmente da sensação de isolamento, de proteção e até de conforto que diferentes ninhos proporcionam. Muitas galinhas escolhem ninhos dotados de cortinas para porem os ovos (Figura 4.55). Muitas galinhas preferem ninhos com cama e até já com alguns ovos no seu interior.



FIGURA 4.55 – Ninhos dotados de cortinas.

A presença de ninhos facilita o trabalho de recolha dos ovos, aumenta a quantidade e a qualidade dos ovos postos e a sua higiene. Contudo, os ninhos podem ser um local de propagação de doenças. Neste sentido, eles devem ser limpos regularmente. Periodicamente, os ninhos devem ser devidamente higienizados. Face a um surto grave de doença ou a uma grande infestação de parasitas, como piolhos, os ninhos devem ser incinerados e substituídos por outros novos.

3.7. POLEIROS

As instalações devem permitir aos animais interpretar a maior gama possível dos seus comportamentos naturais (vigia, limpeza das penas, esticar-se, ...), dado que ela contribui para elevar os níveis de bem-estar. Nas gaiolas com poleiros, as galinhas passam a maior do tempo empoleiradas, possivelmente porque eles são mais confortáveis do que o piso. As galinhas gostam de se empoleirar para descansar, particularmente durante a noite. Ao que tudo indica, as galinhas gostam de observar o meio que as rodeia e perceber atempadamente a aproximação de possíveis perigos. Quanto mais alto estiverem os poleiros maior é o campo de observação. As galinhas subordinas podem ocupar os poleiros durante o dia. Por outro lado, o facto das galinhas dormirem em poleiros e não sobre o piso, afasta-as do contacto direto e prolongado com as suas fezes.

A existência de poleiros é particularmente importante nas instalações para galinhas poedeiras, especialmente nas que alojam frangas em crescimento. As frangas que aprendem a subir para os poleiros têm mais tendência, na vida adulta, a usarem os ninhos e a não porem os ovos no solo/cama. Muitos ninhos possuem um poleiro à sua entrada (afastado cerca de 20 cm).



FIGURA 4.56 – Poleiros removíveis construídos em madeira/bambu.

Os poleiros devem ser removíveis, duráveis, laváveis e confortáveis para as aves. Podem ser construídos em vários tipos de materiais: metal, plástico e madeira (Figura 4.56). Devem ter um diâmetro de 2-3 cm. Não devem ser muito lisos, para que as aves se possam segurar com facilidade (Figura 4.57).

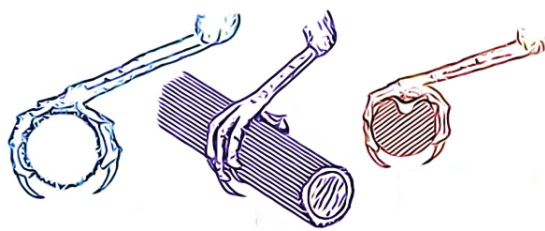


FIGURA 4.57 – Poleiros com ranhuras (esquerda e centro) e poleiro para aves com calosidades (direita) (Segundo Tostes, 2014).

O número e o comprimento dos poleiros dependem do número de aves em criação. Cada galinha ocupa 15-20 cm de poleiro. Os poleiros podem ser colocados todos à mesma altura ou a diferentes alturas. Durante o dia, as galinhas ocupam indiscriminadamente os poleiros. Durante a noite, as galinhas disputam os poleiros mais altos, acabando as dominantes por os ocuparem. Sempre que for necessário colocar mais do que dois poleiros à mesma altura, estes devem estar afastados cerca de 50 cm (Figura 5.58).



FIGURA 4.58 – Distância entre poleiros colocados à mesma altura e espaço de afastamento entre galinhas (Segundo Chibinga, 2016).

Para facilitar a sua mobilidade, os poleiros devem ser construídos numa moldura, que deverá ser alinhada paralelamente a uma parede (Figura 4.59). O poleiro mais próximo da parede deve estar afastado dela, pelo menos, 20 cm e os subsequentes a intervalos de 30-40 cm. Quando os poleiros ficam praticamente uns em cima dos outros (reduzida inclinação da moldura), deve ser criada, 20 cm abaixo de cada poleiro, uma plataforma que impeça as aves dos poleiros de cima de defecarem sobre as dos poleiros de baixo. Não esquecer que as galinhas produzem mais de metade dos seus excrementos durante a noite. Este comportamento, porque concentra as fezes, facilita a limpeza das instalações. O primeiro poleiro de baixo não deve estar a mais de 20-30 cm do piso. Este espaço é necessário à limpeza dos excrementos.



FIGURA 4.59 – Poleiros construídos numa moldura suficientemente inclinada para evitar que aves de cima defequem sobre as de baixo.

4. DEJECTOS

Nas explorações avícolas são gerados dejetos e resíduos orgânicos (carcaças de aves, penas, caixas de papelão, papel, cinzas) e inorgânicos (restos de embalagens de vidro e de plástico, sacos, tubos). Os resíduos orgânicos e inorgânicos devem ser separados. Os últimos devem ser colocados em recipientes próprios. Os recipientes para receber resíduos de produtos veterinários devem ser dotados de tampa de segurança. Estes resíduos devem ser enviados para centros de tratamento próprios.

Nas explorações de maiores dimensões, todo o material orgânico é lançado em fossas sépticas. Estas devem ser construídas em local seco, longe de lençóis freáticos e a uma distância mínima de 100 metros ou 200 metros de pavilhões, armazéns e poços de água. Tratam-se de estruturas subterrâneas, hermeticamente fechadas e dotadas de uma tampa de acesso. A sua dimensão depende do número e da aptidão das aves – frangos de carne: 3 m³/1.000 aves e galinhas poedeiras: 0,3 m³/1.000 aves. Alternativamente, o material orgânico pode ser destruído por compostagem. Esta permite a eliminação económica dos resíduos orgânicos da produção.

Nas pequenas explorações, o material orgânico, depois de recolhido, deve ser espalhado para que seque rapidamente. Desta forma, os agentes infecciosos e parasitários (incluindo os seus ovos) são rapidamente mortos. Posteriormente, o estrume pode ser espalhado em terrenos cultivadas e em prados. Todavia, a composição do estrume varia muito, em função da raça ou estirpe/variedade criada, da alimentação praticada e do seu processamento, o que torna complicada a sua utilização para fertilizar as terras.



FIGURA 4.60 – Instalações de compostagem.

A compostagem é um processo microbiológico natural, anaeróbico, através do qual o dióxido de carbono, a água e o calor são separados dos dejetos orgânicos, dando origem a um produto estável, rico em húmus, semelhante à terra. O local de compostagem deve ser construído próximo (mas não junto) do aviário, evitando-se grandes deslocamentos para transportar os dejetos e as aves mortas (Figura 4.60).

Durante o processo de compostagem há que controlar adequadamente a temperatura e a humidade (50-55%) da pilha de compostagem. No final, obtém-se um estrume de qualidade, frequentemente mais valorizado do que o dos ruminantes. O estrume das aves é rico em azoto, ainda que durante o processo de compostagem o amoníaco seja libertado para a atmosfera, o que comporta uma certa perda de azoto.

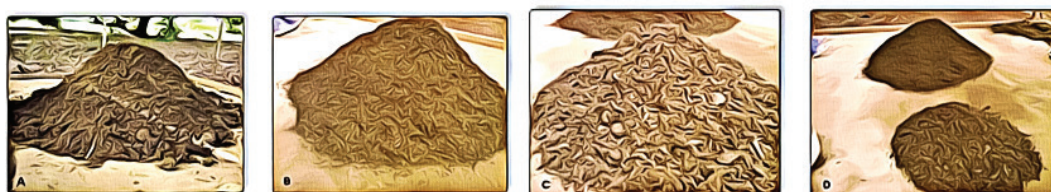


FIGURA 4.61 – Processo de compostagem (Segundo Aires et al., 2009). Início (A), material final peneirado após 90 dias (B), material retido em peneira com malha de 10 mm no fim do processo (C) e perspectiva do material peneirado e retido na peneira no final da compostagem (D).

O processo de compostagem consiste em:

- Misturar convenientemente os dejectos orgânicos com um material rico em carbono (por exemplo, palha ou aparas de madeira). É geralmente recomendado misturar carbono e azoto na proporção de 20-25:1. O estrume puro também pode ser compostado se todos os factores forem cuidadosamente monitorizados;
- Adicione periodicamente ar, revolvendo a mistura;
- Controle os níveis de humidade (35-50%);
- Monitorize regularmente a temperatura, para saber se as condições de compostagem se mantêm.

A compostagem é um processo que demora várias semanas e o produto final é verdadeiramente estável.

Os dejetos e os resíduos orgânicos podem ainda ser usado na produção de gás metano.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abebe, Y., Amare, A., Selassie, Y.G. e Molla, D., 2015. Poultry production manual. BDU-CASCADE Working Paper 14, Etiópia, 45 pp..
- Abreu, P.G. de e Abreu, V., 2011a. Função e manejo da cortina em aviário. Embrapa Suínos e Aves, S.C. In: <https://pt.engormix.com/avicultura/artigos/manejo-cortina-aviarios-t37557.htm> (consultado em 05/04/2020)
- Abreu, V.M.N. e Abreu, P.G., 2011b. Os desafios da ambiência sobre os sistemas de aves no Brasil. *Revista Brasileira de Zootecnia*, **40**, 1-14.
- Abreu, P.G. de e Abreu, V.M.N., 2000. Ventilação na avicultura de corte. Embrapa Suínos e Aves, S.C., Documentos 63, Concórdia, Santa Catarina, Brasil, 50 pp..
- Abreu, P.G., 2003. Produção frangos de carne. Instalações. Embrapa Suínos e Aves, Sistema de Produção, 2. In: <http://www.cnpsa.embrapa.br/SP/aves/Instalacoes.html> (consultado em 05/04/2020)
- Abreu, P.G., Abreu, V.M.N., Coldebella, A., Jaenisch, F.R.F. e Paiva, D.P., 2007. Condições térmicas ambientais e desempenho das aves criadas em aviários com e sem o uso de forro. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, **59** (4), 1014- 1020.
- Agribusiness, 2019. Poultry house construction guidelines. In: <https://value.co.ke/article/poultry-house-construction-guidelines> (consultado em 05/04/2020)
- Aires, A.M., Junior, J.L., Fukayama, H., Silva, A.A. e Machado, C.R., 2009. Compostagem do material retido em separação de frações sólidas e líquidas da cama de frango de corte. Embrapa Suínos e Aves, S.C. In: <https://pt.engormix.com/avicultura/artigos/compostagem-cama-de-frango-de-corte-t36808.htm> (consultado em 13/04/2020)
- Albino, J.J., Bassi, L. e Saatkamp, M., 2011. Comedouros tubulares e bebedouros pendulares aviários. Embrapa Suínos e Aves, S.C. In: <https://pt.engormix.com/avicultura/artigos/comedouros-tubulares-e-bebedouros-pendulares-aviarios-t37238.htm> (consultado em 09/04/2020)
- Albino, J.J., Bassi, L.J., Saatkamp, M.G. e Lorenzet, A.L., 2013. Construção de aviário para produção de frangos de corte em Sistemas alternativos em pequena escala. Embrapa Suínos e Aves, S.C. In: <https://pt.engormix.com/avicultura/artigos/construcao-aviario-producao-frangos-t38316.htm> (consultado em 05/04/2020)
- Alders, R.G., Dumas, S.E., Rukambile, E., Magoke, W., Jong, J. e Costa, R., 2018. Family poultry: Multiple roles, systems, challenges, and options for sustainable contributions to household nutrition security through a planetary health lens. *Maternal & Child Nutrition*, **14** (S3), e12668.
- Almeida, A.M. de e Cardoso, L.A., 2012. A pecuária nas regiões de Tombali e Cacheu: posse versus Produção Animal? In: Atas do Colóquio Internacional Cabo-Verde e Guiné-Bissau: Percursos do Saber e da Ciência, Lisboa, Portugal.
- Appleby, M.C., Mench, J.A. e Hughes, B.O., 2004. Poultry behaviour and welfare. CABI Publishing, Wallingford, RU, 276 pp..
- AVEC e COPA-COGECA, 2010. European poultry meat industry guide (EPIG). Guide to good hygiene practice for the prevention and control of pathogenic microorganisms with particular reference to salmonella in *Gallus gallus* (broilers) reared for meat - on farms, and during catching, loading and transport. In: https://ec.europa.eu/food/sites/food/files/safety/docs/biosafety_food-borne-disease_salmonella_broilers_community-guide.pdf (consultado em 05/04/2020)
- Aviagen, 2008. A qualidade da água. Aviagen Brasil Tecnológica, Campinas, Brasil, 6 pp..
- Aviagen, 2009. Environmental management in the broiler house. Aviagen Inc., Huntsville, EUA, 37 pp..
- Awuni, J.A., 2003. Strategies for the improvement of rural chicken production in Ghana. 34-37.
- Barbosa, F.J.V., Nascimento, M.P.S.B., Diniz, F.M., Nascimento, H.T.S. e Neto, R.B.A., 2007. Sistema alternativo de criação de galinhas caipiras. Embrapa Meio-Norte, Sistemas de Produção 4, 1-7. In: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Ave/SistemaAlternativoCriacaoGalinhaCaipira/Instalacoesequipamentos.htm> (consultado a 23/04/2021)
- Barroeta, A.C., Izquierdo, D. e Pérez, J.F., 2014. Manual de avicultura. Breve manual de aproximación a la empresa avícola para estudiantes de veterinaria. Universidade Autònoma de Barcelona, Barcelona, Espanha, 60 pp..
- Beker, A. e Teeter, R.G., 1994. Drinking water and potassium chloride supplementation effects on broiler body temperature and performance during heat stress. *Journal of Applied Poultry Research*, **3** (1), 87-92.
- Bell, D.D., 2002a. Poultry housing. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Bell, D.D., 2002b. Waste management. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Berg, C. e Yngvesson, J., 2006. The transition from battery cages to loose housing systems and furnished cages for Swedish laying hens. In: European Poultry Conference, World's Poultry Science Association, Verona, Itália, 1-4 p.
- Bridi, A.M., 2010. Adaptação e aclimatização animal. In: http://www.uel.br/pessoal/ambridi/Bioclimatologia_arquivos/AdaptacaoAclimatacaoAnimal.pdf (consultado em 18/04/2021)
- Cardoso, L.A., Mendes, A.M. e Martins, J.M., 1993. Sobre a pecuária da República da Guiné-Bissau. *Comunicação II CT, Série Ciências Agrárias*, **13**, 91-95.
- Chibinga, M.M., 2016. Practical village chicken production. In: Training manual. S. Boyd (Ed), Brethren in Christ Church, Choma, Zâmbia, 33 pp..
- Clausen, T., e Riber, A.B., 2012. Effect of heterogeneity of nest boxes on occurrence of gregarious nesting in laying hens. *Applied Animal Behaviour Science*, **142**, 168-175.

- Cobb, 2008. Manual de manejo de frangos de corte. In: <https://wp.ufpel.edu.br/avicultura/files/2012/04/Cobb-Manual-Frango-Corte-BR.pdf> (consultado a 19/04/2021)
- Cole, T., 2019. Poultry houses: A guide to designs, systems, sizes & structures. The Big Book Project. In: <https://thebigbookproject.org/agri/poultry-farming/houses-chicken/> (consultado a 22/04/2021)
- Daghir, N.J. e Jones, R., 2008. Breeder and hatchery management in hot climates. In: Poultry production in hot climates, N.J. Daghir (Ed), 2ª edição, CAB International, Oxfordshire, RU, 387 pp..
- Damerow, G., 2019. Raising chickens: 10 features laying hens look for in a perfect nesting box. In: <https://blog.cacklehatchery.com/10-features-laying-hens-look-for-in-a-perfect-nesting-box/> (consultado a 03/01/2020)
- Desta, T.T., 2020. Indigenous village chicken production: a tool for poverty alleviation, the empowerment of women, and rural development. *Tropical Animal Health and Production*, **53** (1), 1-16 pp..
- Duncan, I.J.H., 2001. The pros and cons of cages. *World's Poultry Science Journal*, **57** (4), 381-390.
- Engel, J.M., Widowski, T.M., Tilbrook, A.J., Butler, K.L. e Hemsworth, P.H., 2019. The effects of floor space and nest box access on the physiology and behavior of caged laying hens. *Poultry Science*, **98** (2), 533-547.
- Enneking, S.A., Cheng, H.W., Jefferson-Moore, K.Y., Einstein, M.E., Rubin, D.A. e Hester, P.Y., 2012. Early access to perches in caged White Leghorn pullets. *Poultry Science*, **91**, 2114-2120.
- Ferreira, R.C., 2017. Instalações para aves. Universidade Feral de Goiás, Escola de Agronomia e Engenharia de Alimentos, Setor de Engenharia Rural, Goiás, Brasil, 101 pp.. In: <https://www.slideshare.net/LayaneRibeiroMascare/instalaes-de-aves> (consultado a 03/01/2020)
- French, K.M., 1981. Practical poultry raising. Peace Corps' Information Collection & Exchange, Washington, EUA, 225 pp..
- Gillespie, J.R. e Flanders, F.B., 2010. Modern livestock and poultry production. 8ª Edição, Delmar Cengage Learning, Nova Iorque, EUA, 1059.
- Glatz, P., 2008. Poultry housing and management in developing countries. Incubation and hatching. In: Poultry development review. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma, Itália, 3 pp..
- Hagan, J.K., Bosompem, M. e Adjei, I.A., 2013. The productive performance of local chickens in three ecological zones of Ghana. *Journal of Agricultural and Biological Science*, **8** (1), 51-56.
- Hunniford, M.E., Torrey, S., Bédécarrats, G., Duncan, I.J.H. e Widowski, T.M., 2014. Evidence of competition for nest sites by laying hens in large furnished cages. *Applied Animal Behaviour Science*, **161**, 95-104.
- Jácome I.M.T.D., Rossi L.A. e Borille R., 2014. Influence of artificial lighting on the performance and egg quality of commercial layers: a review. *Brazilian Journal of Poultry Science*, **16** (4), 337-344.
- Jaenisch, F.R.F., 2003. Saúde dos frangos. In: Produção de frangos de corte. Embrapa Suínos e Aves, S.C. In: <http://www.cnpa.embrapa.br/SP/aves/Destino-carcacas.html> (consultado em 13/04/2020)
- James, C., Asher, L., Herborn, K. e Wiseman, J., 2018. The effect of supplementary ultraviolet wavelengths on broiler chicken welfare indicators. *Applied Animal Behaviour Science*, **209**, 55-64.
- James, C., Wiseman, J. e Asher, L., 2020. The effect of supplementary ultraviolet wavelengths on the performance of broiler chickens. *Poultry Science*, **99**, 5517-5525.
- Kapen, P.T., Youssoufa, M., Foutse, M., Manfouo, H. e Mbakop, F.O.N., 2020. Design and prototyping of a low-cost, energy efficient eggs incubator in developing countries: A case study of Cameroon. *Scientific African*, **10**, e00618.
- Kondombo, S.R., 2005. Improvement of village chicken production in a mixed (chicken-ram) farming system in Burkina Faso. Instituto Wageningen de Ciência Animal, Universidade de Wageningen, Wageningen, Holanda, 200 pp..
- Lensink, B.J., Ofner-Schröck, E., Ventorp, M., Zappavigna, P., Flaba, J., Georg, H. e Bizeray-Filoché, D., 2013. Lying and walking surfaces for cattle, pigs and poultry and their impact on health, behaviour and performance. In: Livestock housing. Modern management to ensure optimal health and welfare of farm animals, A. Aland e T. Banhazi (Eds), Wageningen Academic Publishers, Wageningen, Holanda, 491 pp..
- Lentfer, T.L., Gebhardt-Henrich, S.G., Fröhlich, E.K.F. e von Borell, E., 2013. Nest use is influenced by the positions of nests and drinkers in aviaries. *Poultry Science*, **92**, 1433-1442.
- Li, D., Chen, D., Li, J. e Bao, J., 2016. Effects of furnished cage type on behavior and welfare of laying hens. *Asian Australasian Journal of Animal Science*, **29** (6), 887-894.
- Li, D., Zhang, L., Yang, M., Yin, H., Xu, H., Trask, J.S., Smith, D.G., Zhang, Z. e Zhu, Q., 2014. The effect of monochromatic light-emitting diode light on reproductive traits of laying hens. *Journal of Applied Poultry Research*, **23**, 367-375.
- Lopes, J.C.O., 2011. Avicultura. In: Técnico em Agropecuária, Red e-Tec Brasil, Florianópolis, Brasil, 94 pp..
- Manyelo, T.G., Selaledi, L., Hassan, Z.M. e Mabelebele, M., 2020. Local chicken breeds of Africa: Their description, uses and conservation methods. *Animals*, **10**, 2257.
- McPhee, C., 2002. Chickens: housing, feeding, breeding. In: http://era.daf.qld.gov.au/id/eprint/389/2/McPheeChickens_housing_feeding-sec.pdf (consultado a 15/04/2021)
- Mendes, A.S., Reffati, R., Restelatto, R., Paixão, S.J., 2010. Visão e iluminação na avicultura moderna. Embrapa Suínos e Aves, S.C. In: <https://pt.engormix.com/avicultura/artigos/visao-iluminacao-avicultura-moderna-t38307.htm> (consultado em 10/04/2020)

- Nascimento, S.T. e Silva, I.J.O. da, 2008. As perdas de calor das aves: Entendendo as trocas de calor com o meio. Revista Avisite. In: https://www.avisite.com.br/cet/img/20100916_trocasdecalor.pdf (consultado em 18/04/2021)
- Orrico Júnior, M.A.P., Orrico, A.C.A. e Lucas Júnior, J., 2010. Compostagem dos resíduos da produção avícola: cama de frangos e carcaças de aves. *Engenharia Agrícola, Jaboticabal*, **30** (3), 538-545.
- Palhares, J.C.P., 2011. Impacto ambiental da produção de frangos de corte – Revisão do cenário brasileiro. In: Manejo ambiental na avicultura, J.C.P. Palhares e A. Kunz (Eds), Embrapa Suínos e Aves, Concórdia, Santa Catarina, Brasil, 222 pp..
- Palhares, J.C.P., 2019. Resíduos da produção. Agência Embrapa de Informação Tecnológica. In: https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/frango_de_corte/arvore/CONT0_00fzoaj2it02wx5ok0cpoo6aunwuxoz.html# (consultado em 18/04/2021)
- Pohle, K. e Cheng, H.-W., 2009. Comparative effects of furnished and battery cages on egg production. *Poultry Science*, **88**, 2042-2051.
- Rhodes, J.L. e Moyle, J., 2017. Broiler production management for potential and existing growers. Extension Bulletin, EB-431, University of Maryland, Maryland, EUA, 27 pp..
- Riber, A.B., 2015. Effects of color of light on preferences, performance, and welfare in broilers. *Poultry Science*, **94**, 1767-1775.
- Rozenboim, I., Zilberman, E. e Gvoryahu, G., 1998. New monochromatic light source for laying hens. *Poultry Science*, **77** (11), 1695-1698.
- Saba Associates, 2015. Poultry layer sheds. In: <https://www.tradeindia.com/fp2393102/Poultry-Layer-Sheds.html> (consultado em 05/04/2020)
- Samer, M., 2009. Poultry farms. Housing systems, mechanization, and technology. DOI: 10.13140/RG.2.1.2599.3766.
- Scanes, C.G. e Christensen, K.D., 2020. Poultry science. 5ª Edição, Waveland Press, Inc., Long Grove, EUA, 475 pp..
- Schiavone, A. e Gasco, L., 2018. Manual de formação e manejo nacional dos avicultores da Guiné-Bissau. UE-PAANE, Bissau, Guiné-Bissau, 70 pp..
- SEAT, 2012. Relatório de balanço da Guiné-Bissau para Cimeira Rio+20. In: Cimeira mundial sobre o desenvolvimento sustentável, Secretaria de Estado do Ambiente e do Turismo, Governo da República da Guiné-Bissau, Bissau, Guiné-Bissau, 26 pp..
- Silva, I.J.O., 2001. Automação dos sistemas para aumento do conforto animal. NUPEA, ESALQ - USP. In: < http://www.nupea.esalq.usp.br/noticias/producao/d7b9d_20080408.pdf (consultado em 18/04/2021)
- Silveira, D.C. e Vieira, F.M., 2020. Caracterização da geração de resíduos da produção de frangos de corte. *Naturae*, **2** (1), 34-39.
- Sonaiya, E.B. e Swan, S.E.J., 2004. Manual. Small-scale poultry production. Technical guide. FAO Animal Production and Health 1, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma, Itália, 119 pp..
- Sosnówka-Czajka, E., Herbut, E. e Skomorucha, I., 2010. Effect of different housing systems on productivity and welfare of laying hens. *Annals of Animal Science*, **10** (4), 349-360.
- Souza, C.F., Baêta, F.C., Tinoco, I.F.F., Freitas, L.C.D.R. e Cândido, M.G.L., 2017. Características ambientais dos aviários adotados atualmente no Brasil e respostas no desempenho produtivo. Animal Business Brasil, Rio de Janeiro, Brasil. In: <https://animalbusiness.com.br/producao-animal/infraestrutura-e-equipamentos/caracteristicas-ambientais-dos-aviarios-adotados-atualmente-no-brasil-e-respostas-no-desempenho-produtivo/> (consultado a 22/01/2020).
- Shuaibu, A., Mbap, S.T., Mancha, Y.P. e Ja'afar, A.M., 2019. Prediction of testicular weight in local chickens using linear body measurements. *Journal of Agriculture and Veterinary Science*, **12** (1), 64-70.
- Tostes, A.P., 2014. Poleiros - escolha e cuidados. In: <http://trincaferoverdadeiro.blogspot.com/2014/01/poleiros-escolha-e-cuidados.html> (consultado a 19/04/2021)
- Umpierrez, D., 2015. Manual de buenas prácticas en la producción avícola. Asociación de Falconeros de Pollos Unidos, Montevideo, Uruguay, 30 pp..
- Valle, R., 2008. Encouraging hens to lay in nests. Ross Tech Note, Aviagen, Newbridge, RU, 1-5 pp..
- van den Oever, A.C.M., Candelotto, L., Kemp, B., Rothenburg, T.B., Bolhuis, J.E., Graat, E.A.M., van de Ven, Guggisberg, D. e Toscano, M.J., 2021. Influence of a raised slatted area in front of the nest on leg health, mating behaviour and floor eggs in broiler breeders. *Animal*, **15** (2), 100109.
- van Eekeren, N., Maas, A., Saatkamp, H.W. e Verschuur, M., 2006. Criação de galinhas em pequena escala. In: Agrodok 4, Fundação Agromisa, Wageningen, Holanda, 100 pp..
- Wei, Y., Zheng, W., Li, B., Tong, Q. e Shi, H., 2020. Effects of a two-phase mixed color lighting program using light-emitting diode lights on layer chickens during brooding and rearing periods. *Poultry Science*, **99** (10), 4695-4703.
- Wineland, M.J., 2002. Fundamentals of managing light for poultry. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Yakubu, A., Salako, A.E. e Ige, A.O., 2007. Effects of genotype and housing system on the laying performance of chickens in different seasons in the semi-humid tropics. *International Journal of Poultry Science*, **6** (6), 434-439.

5.

NUTRIÇÃO E ALIMENTAÇÃO

MARIANA DRUMOND¹, RAMIRO VALENTIM², HÉLDER QUINTAS²

¹ Centro Federal de Educação Tecnológica de Minas Gerais, Brasil

² Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal

Na avicultura, entre 50-75% dos custos de produção estão associados à alimentação das aves. Ainda que as necessidades nutricionais das galinhas sejam mais conhecidas do que as humanas, elas variam consideravelmente em função da genética (raça, estirpe, linha), de fatores individuais (sexo, idade, estado de saúde, aptidão produtiva, fase da produção), das condições ambientais (condições de alojamento, fotoperíodo, temperatura e teor de humidade do ar, dinâmica atmosférica) e do manejo. Por outro lado, a qualidade do alimento concentrado comercial varia entre lotes e depende das inter-relações entre nutrientes.

O alimento ingerido deve satisfazer, primeiramente, as necessidades de manutenção, nomeadamente, de termorregulação, de movimentos corporais necessários à sobrevivência e prover a energia necessária à produção de secreções corporais e à reparação de tecidos. Depois, o alimento deve satisfazer as necessidades de crescimento e de reprodução. O crescimento envolve o desenvolvimento dos tecidos ósseo e muscular, a pele, os nervos, os órgãos e as penas. Finalmente, os nutrientes adicionais são armazenados nas aves sob a forma de gordura.

As aves são mais sensíveis à satisfação das suas necessidades nutricionais do que os mamíferos, uma vez que o seu metabolismo (corporal e digestivo) e as taxas respiratória e circulatória são mais rápidos e a sua temperatura corporal é mais elevada (41-42°C). Neste sentido, as aves crescem mais depressa e amadurecem a idades mais precoces. Este crescimento acelerado torna as aves mais suscetíveis a deficiências nutricionais.

1. COMPORTAMENTO INGESTIVO

As galinhas são animais omnívoros, adaptados a viver sobre o solo, onde encontram os seus alimentos naturais – vermes, insetos, sementes e matéria vegetal. As patas, com quatro dedos, estão adaptadas para esgravatar o solo. Ingerem alimentos durante o dia, mas não durante a noite, caso não tenha o fornecimento de luz artificial. No seu meio natural, as galinhas percorrem distâncias consideráveis em busca de alimento e passam muito tempo (50-90%) a procurá-lo e a bicá-lo. Consequentemente, elas apresentam comportamentos exploratório, de revolver e de bicar muito desenvolvidos, mesmo quando o alimento é distribuído pelo avicultor.

As galinhas são animais monogástricos, com um trato gastrointestinal relativamente curto, pelo que o trânsito do alimento é relativamente reduzido (3-4 horas). Nas aves, a ingestão voluntária de alimentos é regulada por áreas específicas do hipotálamo e é despoletada pela ausência de alimentos nalgumas secções do trato digestivo. Elas começam por encher o papo e a moela, esperam que parte dele abandone estes órgãos e voltam a ingerir novos alimentos. Este procedimento, se houver alimento disponível, repetir-se-á consecutivamente ao longo do dia, embora existam picos de consumo ao amanhecer e antes de escurecer, pois são os horários mais frescos do dia e que favorecem o consumo

em caso de stress térmico por calor. O espaço disponibilizado de comedouro por ave é muito importante, já que as aves devem estar confortáveis e ser capazes de ingerir a quantidade de alimento que satisfaça as suas necessidades de manutenção, de crescimento e/ou de produção e reprodução. Em comedouros lineares tipo calha, recomenda-se um espaço mínimo de 15 cm por ave a partir de 15 semanas de idade para não ocorrer competição por espaço para alimentação. Para comedouros tipo prato automático, recomenda-se o mínimo de 11 cm por ave. Para comedouros tipo tubular (48 cm de diâmetro do prato, capacidade de armazenamento de 20 kg de ração), com fornecimento manual de alimento, recomenda-se no máximo 50 aves/comedouro.

As aves têm o hábito de se alimentarem puxando o alimento em direção ao seu corpo. Os comedouros comerciais têm uma pequena dobra na borda superior, que impede o alimento de cair para o chão, ou seja, prevenindo o desperdício de alimento e, consequentemente, a redução dos lucros. Nos comedouros tipo calha ou prato, o nível de alimento colocado no seu interior não deve ser muito elevado, de modo a evitar o desperdício. Nas primeiras horas pós-eclosão, os pintos alimentam-se dos restos do vitelo, caso não seja fornecido outro alimento, podendo este servir de alimento para o pinto até 72 horas pós-eclosão. Se for fornecido alimento logo após o nascimento, o vitelo é absorvido rapidamente pelo pinto. A distribuição de alimento, o mais breve possível após o nascimento, é benéfica para o futuro desempenho produtivo da ave.

Nos primeiros dias de vida, a capacidade de digestão e de absorção de nutrientes é limitada. Ela irá aumentar com a idade. Nesta altura, os pintos manifestam uma reduzida capacidade de seleccionar os alimentos, uma vez que possuem um olfato e um paladar pouco desenvolvidos. Para o efeito utilizam fundamentalmente a visão. A selecção dos alimentos é feita com base no seu tamanho, na sua cor e na sua forma. As galinhas preferem alimentos de diâmetro superior a 0,8 mm.

São vários os factores que afectam a ingestão voluntária de alimentos. Os mais importantes são a raça, a estirpe ou linha, a aptidão, a idade, o sexo, o peso corporal, o apetite, a disponibilidade de água, as condições de distribuição dos alimentos, as reservas corporais de gordura, a cobertura de penas, o grau de actividade física, as condições ambientais (luminosidade, temperatura e teor de humidade do ar e circulação de ar), o alojamento, as relações sociais (nomeadamente de dominância), a composição do alimento em energia e em proteína, a qualidade dos ingredientes constituintes do alimento, a palatabilidade do alimento, o consumo de água e o stress. As dietas ricas em energia tendem a aumentar a ingestão de alimentos. Por seu turno, as dietas pobres em proteína tendem a elevar a ingestão de alimentos.

Nas aviculturas industriais, a distribuição de alimento é feita ad libitum e assenta em alimentos concentrados altamente digestíveis e nutritivos. A ingestão deste tipo de alimento e de água estão correlacionados – o consumo diário de água é 1,8-2,3 vezes superior ao de alimento concentrado.

2. SISTEMA DIGESTIVO DAS AVES

O tubo digestivo, ducto alimentar ou trato gastrointestinal, liga o bico ao ânus (Figura 5.1). É constituído por camadas de músculos (para deslocar os alimentos) e de mucosas (terminações nervosas e glândulas secretoras de muco e de ácido clorídrico). É responsável pelo transformar dos alimentos em substâncias simples e facilmente utilizáveis pelo organismo. Os alimentos não digeridos são eliminados através da cloaca.

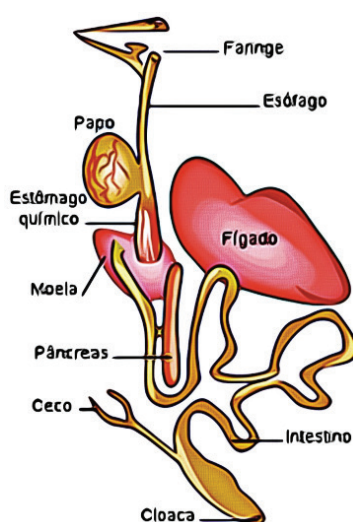


FIGURA 5.1 – Representação esquemática do aparelho digestivo das aves

2.1. CAVIDADE ORAL

Nas aves, a boca cumpre duas funções importantes: apanhar os alimentos e conduzi-los para o esôfago. O bico são as mandíbulas modificadas dos seus antepassados dinossauros. A sua cobertura é óssea e está revestida por uma superfície córnea. As aves são adontas, ou seja, não têm dentes. O alimento é retido na boca por um curto período de tempo.

O palato duro que forma o céu da boca apresenta uma fenda longa e estreita que comunica com a cavidade nasal (Figura 5.2). Possui cinco filas de papilas cónicas, duras, voltadas para trás. As aves produzem saliva, pelo que possuem numerosos ductos salivares no palato duro. As glândulas salivares podem ser encontradas em vários tecidos: mandíbula, céu da boca, abertura da cavidade nasal no céu da boca, faringe e glote. A saliva é ligeiramente alcalina e contém a enzima amílase (ou ptialina), capaz de hidrolisar o amido, convertendo-o em açúcar. Contudo, porque o alimento permanece pouco tempo na boca, antes de ser deglutido, a sua hidrólise nesta parte do trato digestivo é muito reduzida.

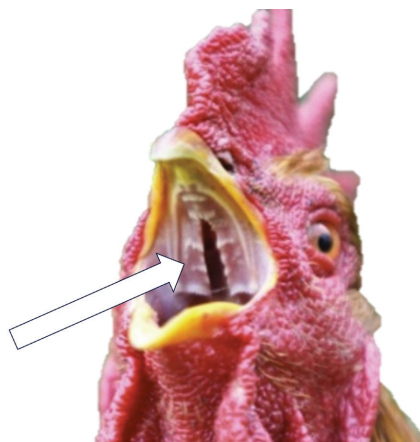


FIGURA 5.2 – Palato da boca de um galo.

De um modo geral, a língua das aves é pontiaguda e menos móvel do que a dos mamíferos. A língua das aves consegue identificar os 4 tipos de gostos que os seres humanos distinguem – doce, salgado, ácido e amargo.

O sabor resulta da junção do olfacto e do gosto. Nas aves, ao que tudo indica, o sentido do olfacto encontra-se pouco desenvolvido. Por outro lado, a língua das aves encontra-se recoberta por uma superfície córnea e carece de um elevado número de papilas gustativas. Na realidade, apenas 5% das papilas gustativas ($n = 24$) estão presentes na língua (superfície posterior). Cerca de 70% das papilas gustativas localizam-se no palato e 25% na mandíbula inferior e parte inferior da faringe.

A maioria das aves carece da capacidade de sucção e bebe levantando repetidamente a cabeça. Depois de encher a boca, a água flui por gravidade. A faringe é a continuação da boca. Com ela formam a orofaringe. A correta regulação dos bebedouros automáticos tipo pendular ou nipple facilita a ingestão de água e evita o molhar a cama, com o consequente aumento do teor de uma humidade e a produção de gases nocivos ao desenvolvimento das aves (amónio, sulfídrico, entre outros).

Os alimentos começam por ser misturados com saliva e muco produzido na boca e esófago, que os humedecem. A enzima amílase, presente na saliva e no muco, começam a digerir os hidratos de carbono complexos. Contudo, esta ação enzimática é muito limitada.

2.2. ESÓFAGO

Situa-se ao longo da porção ventral do pescoço, atrás da traqueia. É um órgão longo, dilatável, ideal para guardar temporariamente alimentos não triturados. A sua ação é puramente mecânica. Ele liga a boca ao papo.

O trânsito do bolo alimentar é facilitado pelas secreções das glândulas salivares e esofágicas e é promovido pelos movimentos peristálticos – contração (alongamento e estiramento das fibras longitudinais e movimento de fora para dentro das fibras circulares) e relaxamento – desencadeados pelo mesmo. O primeiro movimento muscular importante ocorre quando da ingestão dos alimentos (líquidos ou sólidos). Ainda que a ingestão faça parte de um ato voluntário, mal começa torna-se involuntária e passa a ser controlada pelos nervos. Do esófago nasce uma cavidade muito distensível denominada de papo.

2.3. PAPO

O papo é uma dilatação do esôfago, que se apresenta como uma bolsa membranosa, cuja morfologia varia muito em função da espécie (Figura 5.3). As suas principais funções são: armazenar, humedecer e amolecer os alimentos. Aqui, a amilase produzida na boca continua a hidrolisar o amido. Nas aves granívoras, o papo está particularmente bem desenvolvido. O papo não segrega enzimas. O tempo de permanência do alimento nesta secção do trato digestivo é variável (≈ 2 horas), embora permita às aves ingeri-lo espaçadamente, dependendo da quantidade ingerida, do tamanho das suas partículas e da quantidade de alimento presente na moela. Ainda assim, a digestão é um processo contínuo.

2.4. PROVENTRÍCULO/ESTÔMAGO QUÍMICO

Também designado por proventrículo, estômago químico ou glandular. É relativamente pequeno e bulboso. A espessura deste órgão está associada à presença de numerosas glândulas que produzem os sucos digestivos ou gástricos (ácido clorídrico – HCl – e pepsinogénio). Estes são responsáveis pela digestão dos alimentos, particularmente dos proteicos, ou seja, pela sua partição em nutrientes. O pepsinogénio, em pH ácido (gerado pela presença do ácido clorídrico) converte-se em pepsina, forma activa da enzima que digere as proteínas, enquanto o HCl, baixando o pH do bolo alimentar, facilita a digestão deste tipo de nutrientes. Esta hormona é responsável pelo controlo da produção e libertação dos sucos gástricos.

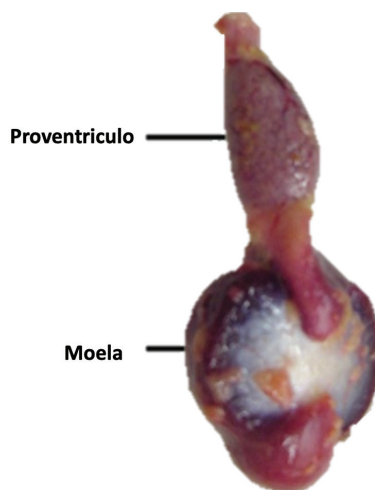


FIGURA 5.3 – Proventrículo (estômago químico) e moela (estômago mecânico).

O proventrículo é pequeno, pelo que acumula uma reduzida quantidade de alimento. Consequentemente, este passa rapidamente para a moela, sem sofrer uma grande digestão.

2.5. VENTRÍCULO/MOELA

A moela é também conhecida por ventrículo ou estômago muscular. É desproporcionadamente grande, tem uma forma arredondada e os lados planos. A sua superfície externa está coberta por tecido tendinoso, mais espesso no centro do que nas extremidades. Por baixo existe uma grande massa de tecido muscular vermelho. A sua superfície interna é formada por tecido córneo (produzido localmente), particularmente resistente a possíveis lesões. O músculo, com a ajuda de pedras (ou outros materiais duros) ingeridas pelas aves, desintegram os alimentos duros. Este processo facilita a acção das enzimas digestivas segregadas no proventrículo. Continua assim o processo digestivo. As aves grávidas têm uma moela particularmente bem desenvolvida.

2.6. FÍGADO

Nas aves, o fígado é uma glândula anexa ao intestino delgado (Figura 5.4). É a maior víscera do organismo e desempenha várias funções:

Produz bÍlis: cuja composição inclui vários pigmentos e sais biliares. Não contém enzimas. Emulsiona os lípidos e participa noutros processos digestivos. Estes, depois de dissolvidas, são digeridos pelas enzimas pancreáticas e intestinais. A bÍlis promove ainda a absorção de nutrientes;

Metaboliza: hidratos de carbono, lípidos e proteínas;

Produz e destrói: células sanguíneas;

Sintetiza: proteínas plasmáticas e fibrinogénio;

Armazena: glicogénio, gordura e vitaminas lipossolúveis (A, D, E e K);

Desintoxicação: de algumas substâncias tóxicas.

As células hepáticas têm uma elevada taxa de destruição e uma boa capacidade regenerativa, pelo que este órgão pode ser parcialmente destruído ou removido sem que o animal morra.

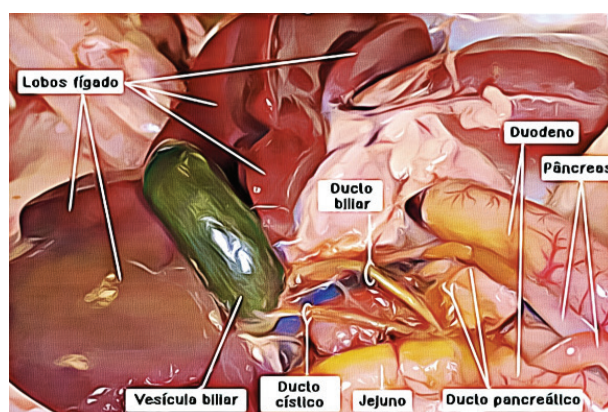


FIGURA 5.4 – Posição anatômica do fígado e vesícula biliar relativamente ao pâncreas, ao duodeno e ao jejuno.

2.7. PÂNCREAS

O pâncreas é a outra glândula anexa ao intestino delgado (Figura 5.5). O pâncreas das aves tem uma estrutura semelhante à dos mamíferos. As suas principais funções são:

Produzir sucos pancreáticos: que são uma mistura de água, enzimas digestivas (amílase, lipase, tripsinogénio, quimiotripsinogénio, pró-carboxipeptidase, fosfolipase A e B) e grandes quantidades de iões de bicarbonatos. Os sucos pancreáticos intervêm e facilitam a digestão de hidratos de carbono, de proteínas e de lípidos. A amílase pancreática fragmenta o amido em moléculas de maltose, a lipase pancreática hidrolisa as moléculas de um tipo de gordura – os triacilgliceridos –, originando glicerol e ácidos gordos e as nucleases, actuam sobre os ácidos nucleicos, separando os seus nucleótidos. Os iões de bicarbonato aumentam o pH do conteúdo intestinal (alcalino), o que faz com que as enzimas do suco pancreático actuem sobre o bolo alimentar;

Produção de hormonas: insulina e glucagon, envolvidas no metabolismo dos hidratos de carbono e na regulação dos níveis circulantes de açúcares.

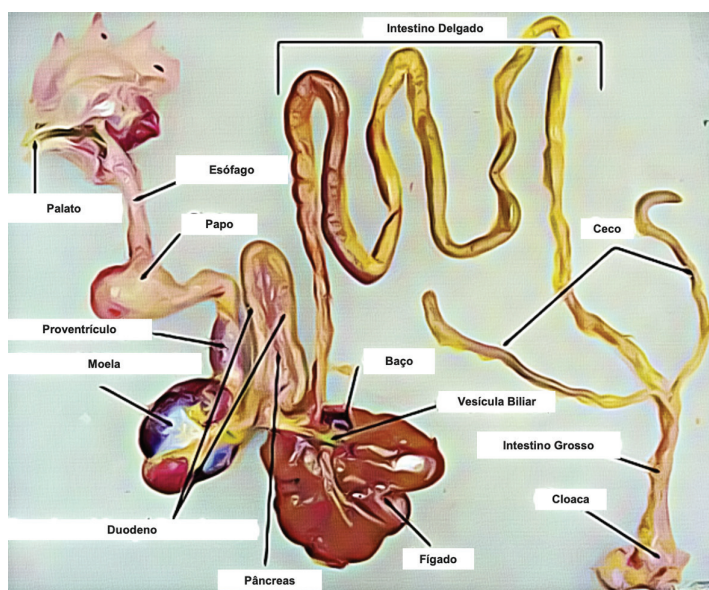


FIGURA 5.5 – Aparelho digestivo das aves.

2.8. INTESTINO DELGADO

O intestino delgado estende-se da moela até ao início do ceco. É comprido e tem um diâmetro quase uniforme. Divide-se em:

Duodeno: sai da moela a partir da sua porção superior direita. Tem ansas em forma de “U”. Entre as duas ansas localiza-se o pâncreas, o fígado e a vesícula biliar. Como a reacção do duodeno é relativamente ácida, o suco gástrico exerce aqui uma importante parte da sua acção;

Jejuno: começa nas ansas do duodeno. Aqui dá-se a absorção da maioria dos nutrientes resultantes do processo da digestão;

Íleo: encontra-se no centro da cavidade abdominal. É o local onde ocorre a absorção final dos nutrientes. Desemboca no intestino grosso.

No intestino delgado continua o processo digestivo. As células da mucosa do intestino delgado possuem hidratos de carbono específicos e enzimas que hidrolisam os péptidos. Na verdade, aqui completa-se a maioria dos processos digestivos.

2.9. INTESTINO GROSSO

O intestino grosso é curto e tem um diâmetro semelhante ao intestino delgado. Divide-se em três porções:

Ceco: as aves domesticadas possuem dois cecos. São dois tubos anexos ao intestino grosso e que a ele pertencem. Neles ocorre, de um modo muito limitado, a fermentação e a digestão da celulose e a absorção dos respectivos hidratos de carbono;

Cólon: realiza a última absorção de água e de proteínas presentes nas fezes;

Recto: local de armazenamento das fezes antes da sua expulsão.

Alguns dos processos digestivos podem continuar no intestino grosso, embora nesta secção do tracto digestivo não sejam segregadas enzimas. Neste sentido, eles são apenas uma continuação dos processos iniciados no intestino delgado. A água entra e sai do intestino, embora o movimento de saída predomine, levando o conteúdo intestinal a adquirir um estado mais sólido.

Nas aves jovens, a bolsa de Fabricius (onde se formam os linfócitos B produtores de anticorpos) situa-se imediatamente acima da cloaca. Nas aves adultas (com mais de um ano), esta estrutura desaparece.

2.10. CLOACA

A cloaca é uma cavidade tubular, comum aos sistemas digestivo e urogenital. Aqui, os excrementos (fezes e urina) são misturados antes de serem expulsos para o exterior. O aspecto dos excrementos varia consideravelmente. Normalmente são redondos, de cor castanha a cinza, encimados com uma cobertura branca de ácido úrico.

3. NUTRIENTES

São grupos de constituintes alimentares de composição química específica que participam no metabolismo celular, sendo responsáveis pela manutenção da vida animal. Do ponto de vista nutricional são conhecidos seis grupos de nutrientes: água, hidratos de carbono (solúveis e insolúveis), lípidos, proteínas, vitaminas, minerais e alguns factores de crescimento não identificados.

3.1. ÁGUA

A água é um nutriente primordial, provavelmente, o mais importante e em muitos locais o mais barato de todos, particularmente, se se tiver em conta a sua importância. É um constituinte essencial de todas as células e tecidos do organismo. Nas aves, dependendo da idade e do sexo, a água representa entre 55-75% do peso corporal da galinha e de 65-66% do ovo.

No organismo, as principais funções da água são: regular a eficiência digestiva, catalisar os processos metabólicos, regular a temperatura corporal, transporta substâncias dissolvidas, dar forma ao corpo dos animais, entre outras.

A ingestão de água depende de factores como a ingestão voluntária de alimentos, a natureza dos alimentos, a temperatura e o teor de humidade relativa do ar, a dinâmica atmosférica e a actividade das aves. Estas devem dispor sempre de água fresca, limpa e não contaminada. Os bebedouros devem ser de fácil acesso (número e localização) e estar uniformemente espalhados pelas instalações. A temperatura da água é outro factor importante. Esta deve estar fresca, nem fria nem quente (temperatura ideal por volta de 17°C). A qualidade da água depende do seu teor em sais minerais, pesticidas e microrganismos. Ela, para além de afectar a saúde das aves, afecta a sua palatabilidade e, consequentemente, a sua ingestão voluntária. Por seu turno, a ingestão de água condiciona a ingestão voluntária de alimentos e afecta o crescimento, a reprodução e a produtividade das aves. A falta de água determina a redução drástica do consumo de alimentos sólidos. Sob condições de termoneutralidade (ideal para se fazer a criação), as aves consomem normalmente 2,0-2,5 vezes mais água do que alimento sólido. Em caso de *stress* por calor, essa relação aumenta.

3.2. HIDRATOS DE CARBONO

Os hidratos de carbono são compostos orgânicos estruturados a partir de átomos de carbono, hidrogénio e oxigénio. Formam cerca de 3/4 do peso seco da matéria vegetal e formam a componente nutricional maioritária da dieta dos animais. Incluem açúcares, amido, celulose e hemicelulose, sendo classificados em dois grandes grupos: hidratos de carbono solúveis (açúcares e amido) e hidratos de carbono insolúveis (ou estruturais – fibra). Junto com os lípidos, eles constituem a maior fonte de energia dos alimentos. Os hidratos de carbono nutricionalmente importantes são aqueles que são digeríveis pelos sistemas enzimáticos presentes no tracto digestivo. As galinhas aproveitam mal os alimentos fibrosos, devido à sua reduzida capacidade de promover a fermentação e aproveitar os seus produtos finais.

Nos alimentos concentrados para aves, os hidratos de carbono são, normalmente, a fonte de energia primária. O glicogénio é um hidrato de carbono produzido e armazenado em pequenas quantidades no fígado e nos músculos dos animais. Este hidrato de carbono pode ser rapidamente utilizado em situações de stress e de emergência. Podem ainda ser usados na biossíntese de ácidos gordos e de aminoácidos. Por outro lado, eles fazem parte da constituição de algumas moléculas complexas: glicolípidos, glicoproteínas e ácidos nucleicos. Participam ainda na síntese de riboflavina e de ácido ascórbico e na formação da lactose. Os hidratos de carbono e os lípidos garantem o fornecimento de energia necessária ao desenvolvimento de diversas funções: movimento corporal, regulação da temperatura corporal, produção de carne e de ovos. Uma dieta pobre em energia prejudica a taxa de conversão alimentar (consumo de alimento sólido num determinado período de tempo/ganho de peso corporal), atrasa o crescimento e reduz a produção quantitativa e qualitativa de ovos.

3.3. LÍPIDOS

Os lípidos são compostos orgânicos presentes nos tecidos vegetais e animais. São insolúveis em água e solúveis em éter, benzeno e clorofórmio e são ricos em átomos de carbono e de hidrogénio (pobres em oxigénio).

De um modo geral, os lípidos são compostos por moléculas de ácidos gordos (saturados ou insaturados, de cadeia curta ou longa) e de glicerol. Relativamente à sua origem, os lípidos podem ser vegetais ou animais. Do ponto de vista nutricional, os lípidos podem ser classificados em: saponificáveis simples (gorduras e ceras) ou compostos (glicolípidos, lipoproteínas e fosfolípidos) e em insaponificáveis (terpenos, esteróides e prostaglandinas). Podem ainda ser classificados como: essenciais e não essenciais. Os ácidos polinsaturados linoleico e araquidónico são considerados essenciais, dado que desempenham funções específicas no organismo que não estão ligadas à produção de energia. Na sua ausência, as galinhas apresentam um crescimento deficiente, fígado gordo e baixas taxas de incubabilidade.

Os lípidos desempenham importantes funções no metabolismo animal, actuando como reserva energética, uma vez que produzem 2,25 e 2,50 vezes mais energia do que os hidratos de carbono e as proteínas. No organismo, os lípidos podem formar-se a partir de hidratos de carbono. Eles conferem protecção e isolamento térmico, participam na síntese e na absorção de vitaminas lipossolúveis, regulam a síntese de hormonas reprodutivas, formam sais biliares, entre outras funções.

O tipo e o estado dos lípidos consumidos afectam o tipo de lípidos presentes na carcaça. Assim, por exemplo, a ingestão de lípidos saturados dará origem a carcaças ricas em lípidos saturados. As aves que ingerem grandes quantidades de óleos de peixes ou de lípidos rancificados podem produzir carcaças com sabor a peixe ou com sabores indesejados.

3.4. PROTEÍNAS

São compostos químicos formados por aminoácidos (compostos constituídos por átomos de carbono, de hidrogénio e de oxigénio, para além de átomos de azoto e de enxofre). Porque as proteínas não são constituídas por todos os aminoácidos, as fontes de proteína da dieta devem ser devidamente balanceadas. Nas dietas, mais do que a quantidade total de proteína, importa assegurar a quantidade necessária de aminoácidos essenciais.

A qualidade (ou a utilidade) de uma proteína depende do número e da proporção de aminoácidos que a compõem. Embora existam 23 aminoácidos diferentes, as aves utilizam apenas 11. Estes podem ser classificados em essenciais e não essenciais. Os aminoácidos essenciais são todos aqueles que não são sintetizados pelo organismo – lisina, metionina, treonina, valina, triptofano, isoleucina, arginina, fenilalanina, leucina e histidina. Nas aves, há ainda que satisfazer as exigências em glicina, em serina e em prolina, considerados aminoácidos semi-essenciais, dado que são sintetizados pelas aves, mas em quantidades inferiores às necessárias. A glicina e a serina são consideradas em conjunto, uma vez que ambas podem ser usadas na síntese uma da outra. A glicina é um componente fundamental dos sais biliares, constituindo aproximadamente 90% do total de aminoácidos da bile. Nos animais em crescimento, a glicina é ainda necessária à formação do ácido úrico e a prolina à formação das penas. A metionina e a cistina também condicionam a qualidade do empenamento em aves.

As proteínas participam, geralmente, na formação estrutural de órgãos e de tecidos (particularmente do muscular), do sangue, das penas, das unhas e do bico, no transporte de biomoléculas, na regulação metabólica, na composição do material genético (DNA e RNA), entre outras funções. Nas aves, a proteína corresponde a 20% do seu corporal e a 14,3% do peso do ovo.

O excesso de proteínas na dieta pode ter dois efeitos distintos: começam por ser usados na produção de energia (calor) e depois os aminoácidos em excesso serão absorvidos de forma prioritária, prejudicando a absorção dos demais, o que resulta na diminuição da digestibilidade e da qualidade da proteína a ser metabolizada.

Nos frangos, até 30% da proteína bruta (PB) ingerida é excretada. Para que o excesso de proteína (aminoácidos essenciais e não essenciais) possa ser eliminado, esta é primeiramente catabolizada e depois excretada sob a forma de ácido úrico. Partindo do princípio que o custo metabólico para incorporar um aminoácido na cadeia proteica é de cerca de 4 mol de ATP e que o custo para excretar um aminoácido varia entre 6 a 18 mol de ATP, variando estes valores em função da quantidade de N do aminoácido, verifica-se que a eliminação dos aminoácidos tem um elevado custo energético.

3.5. VITAMINAS

São compostos orgânicos complexos que fazem parte de um grupo de substâncias quimicamente distintas, exigidas em pequenas quantidades na dieta (micronutrientes), são, porém, necessárias à ocorrência das actividades metabólicas. São classificadas em: lipossolúveis (solúveis em gordura), que incluem as vitaminas A, D, E e K e hidrossolúveis (solúveis em água), compreendendo as vitaminas B1 (tiamina), B2 (riboflavina), B3 (ácido pantoténico), B6 (piridoxina), B12 (cobalamina), niacina (ácido nicotínico e nicotinamida), biotina, folacina (ácido fólico), colina e vitamina C (ácido ascórbico). O excesso de vitaminas lipossolúveis não é facilmente excretado pelas aves, podendo afectar negativamente o seu desenvolvimento. A suplementação da dieta com uma fonte lipídica ajuda a absorver as vitaminas lipossolúveis e melhora o desempenho produtivo.

Nas aves, os alimentos concentrados devem ser suplementados com vitaminas, dado que as matérias-primas não as possuem em quantidade suficiente para satisfazer as suas necessidades. Algumas vitaminas são essenciais à dieta e outras ao metabolismo. As vitaminas essenciais à dieta regulam essencialmente o funcionamento do organismo. As

vitaminas essenciais ao metabolismo afectam o desenvolvimento das estruturas corporais. Na verdade, as vitaminas são indispensáveis à saúde, ao crescimento e à reprodução (incluindo à postura e à incubação). Tornam possível, independentemente das condições climáticas, a produção avícola ao longo de todo o ano.

3.6. MINERAIS

São elementos inorgânicos que compõem cerca de 3-4% do peso vivo dos animais. Existem sob a forma de sais minerais e de cinzas. Entre outras funções formam e mantêm o esqueleto, integram as nucleoproteínas, auxiliam no transporte de oxigénio, participam nas reacções químicas, activam o sistema enzimático e interrelacionam-se com as vitaminas (por exemplo, a vitamina E). Podem ser classificados como macrominerais ou microminerais. Os macrominerais são necessários em maiores quantidades na dieta – cálcio, fósforo, sódio, cloro, potássio, magnésio e enxofre. Os microminerais têm de estar presentes na dieta em pequenas quantidades – iodo, selénio, cobalto, cobre, manganês, molibdénio, zinco e ferro.

Os minerais encontram-se em todos os órgãos e tecidos do organismo, intervindo em múltiplas funções fisiológicas. O cálcio e o fósforo são fundamentais à formação dos ossos. O cálcio é ainda essencial à formação do ovo. O ferro é um elemento indispensável da hemoglobina do sangue. O magnésio é crucial à reprodução e à formação dos ossos.

3.6.1. CÁLCIO

O cálcio é necessário à formação dos ossos e da casca, à coagulação do sangue e à actividade muscular. Na dieta das galinhas poedeiras, o cálcio pode atingir níveis de 4%, dada a sua relevância na formação da casca do ovo, para lá das suas funções metabólicas.

3.6.2. FÓSFORO

O fósforo é outro importante constituinte do tecido ósseo. Na dieta de frangos de carne, a relação cálcio:fósforo deve ser de 2:1, ou seja, duas partes de cálcio para uma de fósforo. Nas galinhas poedeiras, esta relação chega a 6-8:1. O cálcio, o fósforo e a vitamina D estão intimamente interligados e interagem de tal forma que têm de estar os três presentes nas quantidades adequadas. Os minerais podem ser suplementados na forma inorgânica ou complexada, baseando-se esta última na sua biodisponibilidade. Nas plantas, o fósforo está presente fundamentalmente na forma orgânica – fitina. Nas aves, a utilização da fitina é muito limitada. Todavia, a enzima fitase é muito utilizada na produção de aves, uma vez que nos alimentos de origem vegetal cerca de 2/3 do fósforo está ligado a uma molécula de fitato. Reduz-se assim a necessidade de suplementar a dieta com fósforo de origem mineral e, conseqüentemente, o custo do alimento concentrado comercial e a poluição ambiental (diminuição da excreção de fósforo por parte das aves).

3.6.3. SÓDIO E POTÁSSIO

O sódio e o potássio são essenciais à manutenção do equilíbrio electrolítico do organismo. Eles mantêm o pH dos tecidos próximos do neutro. Nas aves, a deficiência em sódio resulta num crescimento deficiente e em problemas nervosos que promovem o canibalismo e uma subutilização dos nutrientes. Por seu turno, a deficiência em potássio caracteriza-se

por um reduzido crescimento e por um aumento da excreção de azoto através da urina. De um modo geral, o potássio está presente nas plantas em quantidades suficientes. Já o sódio tem de ser suplementado em pequenas quantidades – sal comum (cloreto de sódio).

3.6.4. MAGNÉSIO

O magnésio é um importante constituinte dos tecidos e dos fluidos corporais. No tecido ósseo, ele apresenta-se associado ao fósforo. O magnésio é ainda um importante activador de algumas enzimas. Por vezes, o magnésio interfere com a normal utilização do cálcio e funciona com um laxante. De um modo geral, as plantas possuem quantidades suficientes de magnésio.

3.6.5. ENXOFRE

Nas aves, o enxofre é essencial à ocorrência de várias reacções metabólicas específicas, tais como a síntese de taurina (aminoácido produzido no fígado, essencial ao funcionamento do sistema nervoso central, da imunidade, da visão e da fertilidade). O enxofre é normalmente suplementado sob a forma de sulfato de cálcio ($\leq 1\%$) ou é obtido através da metabolização da cistina e da metionina (mais caro).

4. NECESSIDADES NUTRICIONAIS DAS AVES

A dieta das aves deve incluir todos os nutrientes anteriormente mencionados, em quantidade e em qualidade, para se obterem os melhores resultados produtivos. Qualquer falha em termos de energia, de proteína, de vitaminas e de minerais resulta logo numa diminuição do crescimento ou da produção de ovos. No mesmo sentido, a administração excessiva destes nutrientes pode causar lesões nas aves ou, no mínimo, resultar em custos alimentares excessivos.

Na alimentação das galinhas poedeiras tem-se trabalhado no sentido de aumentar a produção de ovos, reduzindo a ingestão de alimentos. Nos climas frios, a criação de galinhas poedeiras em instalações aquecidas reduzem os gastos energéticos com a termorregulação. A temperatura de conforto térmico ideal das aves saudáveis, com mais de 21 dias de idade, varia entre os 20 e os 24°C. O aumento da temperatura do ar reduz a ingestão voluntária de alimentos. A partir dos 30°C, a ingestão voluntária de alimentos diminui drasticamente devido ao stress por calor.

O melhoramento animal tem permitido igualmente reduzir as necessidades nutricionais de manutenção. Estas são superiores nos animais de maior porte. A selecção baseada no aumento da taxa de postura tem determinado uma redução das necessidades de manutenção. A galinha poedeira moderna é leve. Todavia, as galinhas poedeiras de ovos castanhos continuam a ser ligeiramente mais pesadas do que as galinhas poedeiras de ovos brancos, o que justifica uma pior conversão alimentar das primeiras (kg de ração para produzir um kg de ovos) relativamente às segundas, devido a maior exigência nutricional resultante do maior peso corporal.

Os frangos de carne têm sido seleccionados para crescer depressa e aproveitar eficientemente o alimento. Geralmente, estes são alimentados ad libitum para alcançarem rapida-

mente o peso de venda. Para acelerar o crescimento dos frangos, os produtores utilizam programas luminosos (fotoperíodos “crescentes” ou de “dias longos”) que incentivam a ingestão voluntária de alimentos. Contudo, recentemente, tem havido algum interesse em limitar a ingestão voluntária de alimento e o crescimento acelerado das aves, no sentido de minimizar as mortes associadas a síndromes metabólicas (pernas tortas, ascite e morte súbita).

As preocupações nutricionais com as galinhas reprodutoras de aptidão carne prendem-se com o facto de elas tenderem a ficar obesas quando alimentadas *ad libitum*. Neste sentido, havia que controlar a quantidade de alimento concentrado distribuído, de modo a aumentar a produção de ovos férteis e a sua eclodibilidade. Ao que tudo indica, as variedades modernas destas galinhas já não apresentam este problema.

4.1. ENERGIA

Nas aves, a energia é a principal necessidade nutricional. Ela permite-lhes realizar o seu metabolismo basal (actividade celular, respiração e circulação sanguínea), a actividade voluntária, a digestão, a termorregulação, a formação e a excreção de dejectos e a formação de tecidos e de penas. Depois de satisfazer as necessidades de manutenção, a energia é usada no crescimento, depois na reprodução e finalmente é armazenada sob a forma de gordura corporal. Ela é administrada através de ingredientes como, o milho, a soja, o trigo, o centeio, a cevada e a aveia. Na verdade, de todos os cereais, o milho corresponde, normalmente, a cerca de 70% de todo o alimento consumido pelas aves. Outros cereais podem ser utilizados como fonte energética – as raspas de mandioca, milho painço, sorgo, batata doce, entre outros –, o que permite substituir o milho e reduzir os custos de produção do alimento concentrado comercial. Outra fonte de energia é a gordura. É um ingrediente económico que permite reduzir a textura poeirenta e melhorar a aparência do alimento concentrado comercial. Porém, a sua utilização comporta alguns problemas, nomeadamente, a possível rancificação do mesmo. Este problema pode ser resolvido através da utilização de antioxidantes.

São vários os termos usados para descrever o fluxo de energia nos animais (Figura 5.6):

- Energia bruta (EB): É o valor calórico do alimento ingerido pelas aves. É determinado através da queima do alimento num calorímetro;
- Energia digestível (ED): É a energia do alimento que é absorvida depois da digestão, ou seja, é igual à energia bruta ingerida menos a energia fecal;
- Energia metabolizável (EM): É a energia bruta do alimento menos a energia perdida através das fezes, urina e gases combustíveis;
- Energia líquida (EL): É a energia metabolizável menos a energia perdida sob a forma de calor.

Na formulação dos alimentos concentrados comerciais, a energia é geralmente apresentada como EM. Nestes alimentos existe, normalmente, uma relação estreita entre a quantidade de energia e a quantidade de proteína.

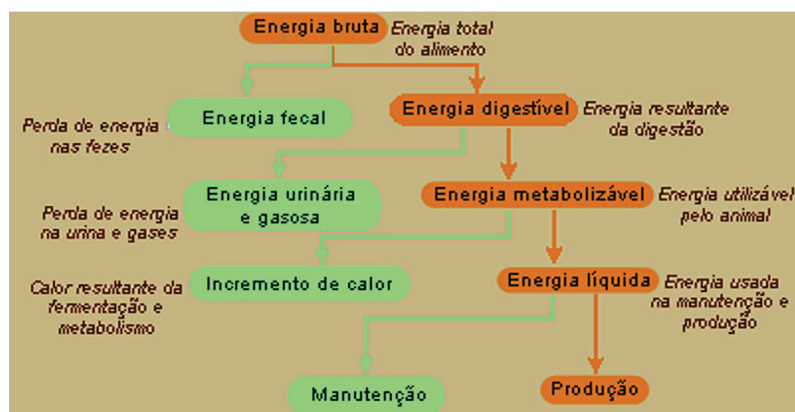


FIGURA 5.6 – Componentes da utilização da energia nos animais.

4.1.1. GALINHAS POEDEIRAS

De acordo com vários autores, as galinhas poedeiras conseguem ajustar a ingestão voluntária de alimentos, de modo a consumirem diariamente a mesma quantidade de energia. Outros autores afirmam que esta capacidade é limitada. Na verdade, as galinhas consomem menos alimentos concentrados ricos em energia do que alimentos concentrados pobres em energia. Nestas galinhas, a temperatura do ar é outro factor que condiciona a ingestão voluntária de alimentos.

Nas galinhas poedeiras, as necessidades em energia variam com a fase do ciclo produtivo. Foram definidas três fases: 1ª fase ou fase inicial (18 até à 36ª semana), 2ª fase ou fase intermédia (até à 52ª semana) e 3ª fase ou fase final (até à 80ª semana). As aves de postura melhoradas começam a pôr ovos por volta da 18ª semana de idade. Na 1ª fase do ciclo de postura aumenta a taxa de postura e o tamanho dos ovos. Na 2ª fase, embora elevada, a produção de ovos entra em declínio e o peso dos ovos aumenta. Na 3ª fase, a taxa de postura diminui, mas o tamanho dos ovos eleva-se ainda um pouco mais. O aumento do peso dos ovos deve-se fundamentalmente ao aumento quantidade de gema formada. As necessidades em EM das galinhas poedeiras variam em função da taxa de postura e do seu peso corporal (que se correlaciona com o tamanho dos ovos) (Quadro 5.1).

QUADRO 5.1 – Necessidades diárias em EM (Kcal) das galinhas poedeiras segundo a taxa de postura e o peso corporal (NRC, 1994)

Peso (kg)	Taxa de postura (%)					
	0	50	60	70	80	90
1,0	130	192	205	217	229	242
1,5	177	239	251	264	276	289
2,0	218	280	292	305	317	330
2,5	259	321	333	346	358	371
3,0	296	358	370	383	395	408

Nos primeiros 14 dias da postura, o aumento dos teores de ácido linoleico de 0,6% para 4,3% não altera a taxa de postura, mas determina um aumento do peso dos ovos.

4.1.2. GALINHAS NA MUDA FORÇADA

Depois de 8-12 meses de postura, nalguns bandos é induzida a muda forçada como forma de prolongar o período produtivo. As aves são sujeitas a uma combinação de restrições alimentares (alimento líquido e sólido) e de um fotoperíodo inibidor (“dias decrescentes” ou “dias curtos”), que resulta na suspensão da produção de ovos por um período de 3-6 semanas. Um dos métodos mais utilizado passa por reduzir o fotoperíodo (galinhas precisam de 16-17 horas de luz/dia para realizar a postura) e restringir a alimentação até 10 dias. Neste período, a ave perde entre 25-30% do peso corporal e verifica-se a involução do seu tracto reprodutivo. Este método não atende ao critério de bem-estar animal e é realizado apenas em aviculturas com aves sadias (as aves fracas devem ser eliminadas). Outros métodos passam por deixar as galinhas alimentarem-se ad libitum de uma dieta excessiva ou deficitária num dado nutriente (isto restringe o consumo e faz com que a ave perca peso corporal e promove a involução do tracto reprodutivo). Assim, por exemplo, uma dieta excessiva em iodo ou em zinco induz o choco. No mesmo sentido, uma dieta deficitária em cloreto de sódio resulta na muda de penas. Um outro método que atende ao bem-estar e que produz bons resultados é o uso de dietas ricas em fibra. Também neste caso a ave diminui a ingestão voluntária de alimento (mesmo que distribuído ad libitum) e ocorre a involução do tracto reprodutivo. Este processo é mais demorado do conseguido através do método do jejum.

Depois deste período de descanso, a retoma da postura pode ser iniciada através de um programa de luz estimulador (“dias longos” ou “dias crescentes”, com um aumento gradual do número de horas de luz até às 16-17 horas de luz/dia). Pouco se sabe sobre as necessidades nutricionais das aves durante o choco. Geralmente, assume-se que elas são iguais às das frangas poedeiras antes de entrarem em reprodução.

4.1.3. FRANGOS DE CARNE

As necessidades em EM das aves de aptidão carne dependem do sexo e da idade (Quadro 5.2). Nos frangos de carne, o ácido gordo essencial é o ácido linoleico. Este deve estar presente na dieta na percentagem de 1,0%.

QUADRO 5.2 – Peso corporal típico e necessidades semanais de consumo de alimento e de EM (Kcal) por ave, em função da idade (semana de vida) dos frangos de carne (NRC, 1994)

Idade	Peso corporal (kg)		Consumo semanal (g)		Consumo cumulativo (g)		Consumo semanal EM		Consumo cumulativo EM	
	M	F	M	F	M	F	M	F	M	F
1	152	144	135	131	135	131	432	419	432	419
2	376	344	290	273	425	404	928	874	1.360	1.293
3	686	617	487	444	912	848	1.558	1.422	2.918	2.715
4	1.085	965	704	642	1.616	1.490	2.256	2.056	5.174	4.771
5	1.576	1.344	960	738	2.576	2.228	3.075	2.519	8.249	7.290
6	2.088	1.741	1.141	1.001	3.717	3.229	3.651	3.045	11.900	10.335
7	2.590	2.134	1.281	1.081	4.998	4.310	4.102	3.459	16.002	13.794
8	3.077	2.506	1.432	1.165	6.430	5.475	4.585	3.728	20.587	17.522
9	3.551	2.842	1.577	1.246	8.007	6.721	5.049	3.986	25.636	21.508

Legenda: M – macho e F – fêmea.

4.1.4. GALINHAS REPRODUTORAS DE APTIDÃO CARNE

A ingestão voluntária das galinhas reprodutoras de aptidão carne é normalmente restrita (respeitar os valores indicados para a raça), prevenindo-se assim oscilações acentuadas do seu peso corporal. O consumo de energia varia com a idade, a fase de produção e a temperatura ambiente, mas ronda as 400-450 Kcal ME/dia/ave.

4.1.5. GALOS

Tradicionalmente, os galos são criados junto das galinhas. Porém, as alterações promovidas pelo melhoramento genético e a introdução de novas técnicas de manejo impõem que estes sejam criados em lotes separados até sensivelmente à 21ª semana de idade. Assim, por exemplo, as exigências nutricionais dos galos criados no solo e em regime de monta natural são diferentes das exigências nutricionais das galinhas que estão em postura (por exemplo, no que concerne aos teores de aminoácidos e de cálcio na dieta). Quando criados no mesmo espaço, a alimentação separada dos galos e das galinhas pode ser feita com recurso a grades restritoras colocadas em comedouros do tipo linear e que impedem os galos (devido à crista) de se alimentarem. Por seu turno, os comedouros para machos são colocados numa posição mais elevada, o que impossibilita as fêmeas de ingerir o alimento aí colocado. Os galos criados em baterias e utilizados em inseminação artificial são alimentados individualmente. Neste caso é possível controlar o peso corporal de cada galo e os seus efeitos sobre a monta e a fertilidade.

As necessidades diárias em energia dos galos criados no solo são de 400 ou 458 Kcal EM/ave. Os galos criados em baterias devem receber diariamente 346 ou 358 Kcal EM/ave.

4.2. NECESSIDADES EM PROTEÍNA

A quantidade de proteína a fornecer deve ter sempre em conta a sua qualidade, particularmente, a sua composição em aminoácidos essenciais. A maioria dos alimentos concentrados para aves incorporam quantidades adequadas dos seguintes aminoácidos: isoleucina, leucina, treonina, valina, fenilalanina, histidina, arginina e glicina. Por conseguinte, há que vigiar, primeiramente, as quantidades de metionina e de lisina e depois as de triptofano. Se estes estiverem em falta, a velocidade de crescimento (ganho de peso) e a postura de ovos reduzem-se.

Na alimentação das aves é preferível utilizar diferentes fontes de proteína, de modo a alcançar-se um melhor balanceamento dos aminoácidos. De um modo geral, a proteína de origem animal é considerada de melhor qualidade, uma vez que tende a ser mais rica em minerais, vitaminas e aminoácidos e uma melhor fonte de aminoácidos sulfurados. Todavia, a sua composição tende a variar devido à proporção de ossos e de tecidos. Por outro lado, ela é frequentemente mais cara do que a de origem vegetal.

A carne e as farinhas de carne e de ossos são normalmente pobres nos seguintes aminoácidos essenciais – metionina, triptofano e isoleucina. Contudo, elas têm outros elementos nutricionais importantes, como os lípidos. As farinhas de peixe, feitas a partir de subprodutos do processamento do peixe e de pequenos peixes como *Brevoortia tyrannus*, também são usadas na alimentação animal. São ricas em proteína e possuem um bom perfil em aminoácidos. Os produtos lácteos utilizados na alimentação das aves são o leiteiro seco, o leite desnatado e o soro. Eles são pobres em arginina, glicina e cistina, mas são ricos em riboflavina. Estes produtos são geralmente caros.

Outras fontes de proteína animal são as farinhas de sangue, as penas hidrolisadas e as farinhas de resíduos do processamento das aves. As farinhas de sangue são ricas em lisina e pobres em isoleucina. As farinhas de penas hidrolisadas são pobres em metionina, lisina, triptofano e histidina. Por seu turno, as farinhas de subprodutos do processamento das aves são ricas em proteína (50-60%), mas deficitárias em metionina e em triptofano. O seu conteúdo em lípidos é normalmente de 12%.

As farinhas de oleaginosas de soja, de semente de algodão e de amendoim são feitas com resíduos resultantes da extração dos óleos. As farinhas de soja são as mais utilizadas, visto que constituem um subproduto da extração do óleo de soja, são produzidas em larga escala e são ricas em lisina e pobres em metionina. Não se podem fornecer grãos inteiros da soja sem tratamento térmico (tostagem) prévio, uma vez que eles possuem fatores antinutricionais, como inibidores de proteases, lecitinas, ácido fítico e saponina. As farinhas de semente de algodão são deficitárias em lisina e em metionina. Por outro lado, são ricas numa substância tóxica (gossipol), que deve ser previamente removida. As farinhas de amendoim são pobres em lisina e em metionina. Nas dietas de iniciação para frangos podem estar presentes em percentagens de 3-7% e nas de frangos em crescimento (a partir dos 21 dias de idade) nas percentagens de 5-8%. As farinhas de glúten de milho são normalmente deficitárias em arginina, lisina e triptofano.

4.2.1. GALINHAS POEDEIRAS

Ao contrário da ingestão de energia, a ingestão de proteína (assim como de outros nutrientes) não é afectada pela ingestão voluntária de alimentos. Contudo, os teores deste nutriente na dieta têm de ser balanceados em função dos níveis de energia presentes na mesma. Geralmente, as necessidades nutricionais das galinhas poedeiras são estimadas considerando três níveis de ingestão voluntária de alimentos (Quadro 5.3). As galinhas poedeiras jovens, em início de produção, têm uma capacidade de ingestão de alimentos inferior à das galinhas na fase final de produção. Por outro lado, relativamente às galinhas brancas, as galinhas castanhas melhoradas geneticamente (mais pesadas) tendem a ingerir mais cerca de 10% de alimento (apresentam uma pior taxa conversão alimentar). O calor tende a diminuir a taxa de ingestão voluntária de alimentos, pelo que se recomenda a incorporação de óleos e de aminoácidos sintéticos na dieta. Na verdade, estes reduzem a produção de calor associada ao processo digestivo (incremento calórico).

QUADRO 5.3 – Necessidades proteicas de galinhas poedeiras do tipo Leghorn (brancas e castanhas) segundo o consumo diário de alimento (%/kg alimento; 2.900 Kcal EM/90% de taxa de postura) (NRC, 1994)

Nutriente	Teores necessários às galinhas branca, segundo o nível de ingestão			Quantidades diárias necessárias (mg ou UI)		
	80 g/dia	100 g/dia	120 g/dia	Branças reprodutoras 100 g/dia/ave	Branças 100 g/dia/ave	Castanhas 110 g/dia/ave
Proteína bruta	18,8	15,0	12,5	15,000	15,000	16,500
Arginina	0,88	0,70	0,58	700	700	770
Histidina	0,21	0,17	0,14	170	170	190
Isoleucina	0,81	0,65	0,54	650	650	720
Leucina	1,03	0,82	0,68	820	820	900
Lisina	0,86	0,69	0,58	690	690	760
Metionina	0,38	0,30	0,25	300	300	330
Metionina + cistina	0,73	0,58	0,48	580	580	650
Fenilalanina	0,59	0,47	0,39	470	470	520
Fenilalanina + tirosina	1,04	0,83	0,69	830	830	910
Treonina	0,59	0,47	0,39	470	470	520
Triptofano	0,20	0,16	0,13	160	160	180
Valina	0,88	0,70	0,58	700	700	770

4.2.2. FRANGOS DE CARNE

Nas primeiras seis semanas de vida, a quantidade de proteína recomendada é de 20-23%. Nesta altura, as aves crescem mais rapidamente, pelo que as suas necessidades proteicas são superiores. Posteriormente, a quantidade de proteína a administrar pode ser reduzida para 16-18% (Quadro 5.4). Nas explorações comerciais de frangos, o abate das aves é feito, em média, quando estas têm 6 semanas de vida.

QUADRO 5.4 – Necessidades proteicas de frangos de carne segundo a sua idade (%/kg alimento; 90% de matéria seca; MS) (NRC, 1994)

Nutriente	0-3 semanas 3.200 EM/kg alimento	3-5 semanas 3.200 EM/kg alimento	6-8 semanas 3.200 EM/kg alimento
Proteína bruta	23,00	20,00	18,00
Arginina	1,25	1,10	1,00
Glicina + serina	1,25	1,14	0,97
Histidina	0,35	0,32	0,27
Isoleucina	0,80	0,73	0,62
Leucina	1,20	1,09	0,93
Metionina	1,10	1,00	0,85
Metionina + cistina	0,50	0,38	0,32
Fenilalanina	0,90	0,72	0,60
Fenilalanina + tirosina	1,34	1,22	1,04
Prolina	0,60	0,55	0,46
Treonina	0,80	0,74	0,68
Triptófano	0,20	0,18	0,15
Valina	0,90	0,82	0,70

4.2.3. GALINHAS REPRODUTORAS DE APTIDÃO CARNE

Na alimentação das frangas de aptidão carne, mais do que o teor em PB, é importante a composição em aminoácidos específicos da dieta.

QUADRO 5.5 – Necessidades proteicas de galinhas reprodutoras de aptidão carne (90% de MS) (NRC, 1994)

Nutrientes	Unidades	Necessidades
Proteína bruta	g	19,5
Arginina	mg	1.110
Histidina	mg	205
Isoleucina	mg	850
Leucina	mg	1.250
Lisina	mg	765
Metionina	mg	450
Metionina + cistina	mg	700
Fenilalanina	mg	610
Fenilalanina + tirosina	mg	1.112
Treonina		720
Triptofano	mg	190
Valina	mg	750
Valina	0,90	0,82

As galinhas reprodutoras de aptidão carne têm de ingerir cerca de 19-20 g/dia/ave de PB, assumindo-se que esta contém todos os aminoácidos essenciais (Quadro 5.5). Nos momentos de maior produtividade pode ser necessário aumentar para 23 g/dia/ave de PB. Não esquecer que o tamanho do ovo condiciona significativamente o peso do pinto ao nascimento e o seu subsequente crescimento. Nestas galinhas, o excesso de proteína na dieta afecta negativamente a taxa de eclodibilidade.

4.3. VITAMINAS

Os suplementos vitamínicos são constituídos por misturas de vitaminas produzidas a partir de fontes quimicamente puras destas substâncias. A vitamina A é adicionada como vitamina pura ou através de óleos de peixe. A vitamina D é adicionada através de óleos de peixe irradiados ou de produtos animais. As aves necessitam de um isómero especial de vitamina D que só se encontra em produtos animais (vitamina D ativa). Nestes animais, a vitamina D de origem vegetal não é eficiente. Os *pre-mix* de vitaminas permitem, normalmente, suplementar os alimentos com riboflavina, colina, niacina, ácido pantoténico e vitamina B12.

4.3.1. GALINHAS POEDEIRAS

As necessidades das galinhas poedeiras em vitaminas estão indicadas no Quadro 5.6.

QUADRO 5.6 – Necessidades em vitaminas de galinhas poedeiras do tipo Leghorn segundo o consumo diário de alimento (Unidade/kg alimento; 2.900 Kcal EM/90% de taxa de postura) (NRC, 1994)

Nutriente	Teores necessários às galinhas branca, segundo o nível de ingestão			Quantidades diárias necessárias (mg ou UI)		
	80 g/dia	100 g/dia	120 g/dia	Branca reprodutoras 100 g/dia/ave	Branca 100 g/dia/ave	Castanhas 110 g/dia/ave
Lipossolúveis						
A (UI)	3.750	3.000	2.500	300	300	330
D₃ (UI)	375	300	250	30	30	33
E (UI)	6	5	4	1,0	0,5	0,55
K (mg)	0,6	0,5	0,4	0,1	0,05	0,055
Hidrossolúveis						
B₁₂ (mg)	0,004	0,004	0,004	0,008	0,0004	0,0004
B₇ (mg)	0,13	0,10	0,08	0,01	0,01	0,011
B₈ (mg)	1.310	1.050	875	105	105	115
B₉ (mg)	0,31	0,25	0,21	0,035	0,025	0,028
B₃ (mg)	12,5	10,0	8,3	1,0	1,0	1,1
B₅ (mg)	2,5	2,0	1,7	0,70	0,20	0,22
B₆ (mg)	3,1	2,5	2,1	0,45	0,25	0,28
B₂ (mg)	3,1	2,5	2,1	0,36	0,25	0,28
B₁ (Tiamina) (mg)	0,88	0,70	0,60	0,07	0,07	0,08

4.3.2. FRANGOS DE CARNE

Na formulação de alimentos concentrados comerciais de iniciação e de crescimento há que prestar atenção aos teores das seguintes vitaminas: vitamina A, vitamina D₃, riboflavina (vitamina B₂), colina (vitamina B₈), niacina (vitamina B₃) e ácido pantotênico (vitamina B₅). Geralmente, eles trazem as quantidades certas de vitamina K, biotina (B₇), piridoxina (vitamina B₆) e ácido fólico (vitamina B₉). Como algumas destas vitaminas têm tendência a oxidar, elas devem estar presentes em doses superiores às recomendadas (Quadro 5.7). No caso das vitaminas A e D₃, a margem deve ser de 60% e a das demais vitaminas, como, por exemplo, as do complexo B, deve ser de 40%.

QUADRO 5.7 – Necessidades vitamínicas de frangos de carne segundo a sua idade (Unidades/kg alimento; 90% de MS) (NRC, 1994)

Nutriente	0-3 semanas 3.200 EM/kg alimento	3-5 semanas 3.200 EM/kg alimento	6-8 semanas 3.200 EM/kg alimento
Lipossolúveis:			
A	1.500 UI	1.500 UI	1.500 UI
D ₃	200 UIC	200 UIC	200 UIC
E	10 UI	10 UI	10 UI
K	0,5 mg	0,5 mg	0,5 mg
Hidrossolúveis:			
B ₁₂ (cobalamina)	0,01 mg	0,01 mg	0,007 mg
B ₇	0,15 mg	0,15 mg	0,12 mg
B ₈	1.300 mg	1.000 mg	750 mg
B ₉	0,55 mg	0,55 mg	0,55 mg
B ₃	35 mg	30 mg	25 mg
B ₅	10 mg	10 mg	10 mg
B ₆	3,5 mg	3,5 mg	3,0 mg
B ₂	3,6 mg	3,6 mg	3,0 mg
B ₁	1,80	1,80	1,80

4.3.3. GALINHAS REPRODUTORAS DE APTIDÃO CARNE

Nas galinhas reprodutoras de aptidão carne, as necessidades em vitamina B7 são de 16 mg/dia/ave.

4.4. MINERAIS

O cálcio e o fósforo não estão normalmente presentes nos ingredientes dos alimentos concentrados em quantidades adequadas. O mesmo sucede com o cloreto de sódio, com o manganês e com o iodo.

O cálcio é suplementado adicionando ao alimento calcário calcítico moído ou conchas de ostras ou de outros moluscos trituradas. Os alimentos para aves não devem incorporar calcários dolomítico e magnesiano, dado os seus teores em magnésio. Pode ainda ser usada calcite, calcário ou mármore. O fósforo é normalmente suplementado sob a forma de fosfato bicálcico ou de fosforitos. Geralmente, os fosforitos têm de ser previamente defluorados termicamente. O cloro e o sódio são fornecidos através do sal comum (0,57-1,50% na ração), preferencialmente na forma iodada (para suplementar o iodo). O cobre, o ferro, o magnésio, o selênio e o zinco devem ser administrados através de misturas minerais comerciais (Quadro 5.9).

4.4.1. GALINHAS POEDEIRAS

Nas galinhas poedeiras, as necessidades em minerais são idênticas às das demais galinhas, com excepção das de cálcio (Quadro 5.8). Nestas aves, a suplementação em cálcio é vital. Esta deve começar a ser feita algumas semanas antes das galinhas começarem a postura. Nas regiões de clima quente, este suplemento deve ser próximo de 3%.

Outros minerais parecem afectar igualmente a qualidade da casca dos ovos – o fosforo e o cloreto de sódio. Dietas ricas em fósforo diminuem a qualidade da casca. Tendo em conta as três fases de postura, enquanto que as necessidades em cálcio aumentam, as de fósforo diminuem. Só em condições de stress térmico faz sentido administrar mais fósforo.

QUADRO 5.8 – Necessidades em minerais de galinhas poedeiras do tipo Leghorn segundo o consumo diário de alimento (Unidade/kg alimento; 2.900 Kcal EM/90% de taxa de postura) (NRC, 1994)

Nutriente	Teores necessários às galinhas branca, segundo o nível de ingestão			Quantidades diárias necessárias (mg ou UI)		
	80 g/dia	100 g/dia	120 g/dia	Branca reprodutoras 100 g/dia/ave	Branca 100 g/dia/ave	Castanhas 110 g/dia/ave
Macro minerais						
Cálcio (%)	4,06	3,25	2,71	3.250	3.250	3.600
Cloreto (%)	0,16	0,13	0,11	130	130	150
Magnésio (mg)	652	500	420	50	50	55
Fósforo (%)	0,31	0,25	0,21	250	250	275
Potássio (%)	0,19	0,15	0,13	150	150	165
Sódio (%)	0,19	0,15	0,13	150	150	165
Micro minerais						
Iodo (mg)	0,044	0,035	0,029	0,010	0,004	0,004
Ferro (mg)	56	45	38	6,0	4,5	5,0
Manganês (mg)	25	20	17	2,0	2,0	2,2
Selénio (mg)	0,08	0,06	0,05	0,006	0,006	0,006
Zinco (mg)	44	35	29	4,5	3,5	3,9

4.4.2. FRANGOS DE CARNE

As necessidades dos frangos de carne em minerais são apresentadas no Quadro 5.9.

QUADRO 5.9 – Necessidades em minerais de frangos de carne segundo a sua idade (mg/kg alimento; 90% de MS) (NRC, 1994)

Nutriente	0-3 semanas 3.200 EM/kg alimento	3-5 semanas 3.200 EM/kg alimento	6-8 semanas 3.200 EM/kg alimento
Cobre	8	8	8
Iodo	0,35	0,35	0,35
Ferro	80	80	80
Magnésio	60	60	60
Selênio	0,15	0,15	0,15
Zinco	40	40	40

4.4.3. GALINHAS REPRODUTORAS DE APTIDÃO CARNE

Nas galinhas reprodutoras de aptidão carne, os teores de cálcio na dieta são muito importantes, dado que condicionam a qualidade da casca do ovo. Nas galinhas criadas sobre o solo, a taxa de eclodibilidade não aumenta quando a quantidade de cálcio na dieta é superior a 3,91 g/dia/ave. Estas galinhas são normalmente alimentadas no período da manhã. Porém, distribuir algum alimento concentrado suplementado com cálcio à tarde melhora a qualidade da casca do ovo. Nunca distribuir o alimento concentrado apenas no período da tarde, uma vez que este procedimento resulta em ovos com uma casca muito espessa, o que reduz a taxa de eclodibilidade.

As galinhas reprodutoras criadas em baterias têm necessidades em cálcio e em fósforo superiores às das galinhas reprodutoras criadas sobre o solo. A produção de ovos e a taxa de eclodibilidade não varia quando as galinhas reprodutoras são alimentadas com dietas contendo teores de fósforo total entre 532-1.244 mg/dia/ave. Todavia, a produção de ovos aumentou quando foram usados teores superiores a 718 mg/dia/ave.

As taxas de postura, de fertilidade e de eclodibilidade e o peso dos ovos não melhoram quando os teores de sódio ultrapassam os 154 mg/dia/ave. Na verdade, teores de sódio superiores a 320 mg/dia/ave reduzem a taxa de fertilidade.

5. MATÉRIAS-PRIMAS

As matérias-primas, também conhecidas como ingredientes, integram os alimentos concentrados comerciais de forma convencional ou alternativa. As matérias-primas convencionais incluem: o milho, o trigo, a cevada, a aveia, o arroz, o farelo de soja, a farinha de carne e de ossos, o farelo de trigo, o calcário, o fosfato bicálcico, a farinha de ostra, o óleo bruto de soja, o sal comum, a farinha de peixe, entre outras. Por seu turno, as matérias-primas alternativas compreendem: o sorgo, o farelo de arroz integral, o farelo de girassol, a raspa integral de mandioca¹, a farinha de gérmen integral de milho, o farelo de coco, o farelo de tomate, o farelo de goiaba, os subprodutos do processamento da mandioca, entre outras.

A qualidade dos alimentos concentrados comerciais depende da qualidade dos seus ingredientes. Um ingrediente de má qualidade origina sempre um alimento concentrado comercial de má qualidade, na relação directa da sua participação na fórmula, independentemente de quaisquer outros factores de produção. Para manter intacta a qualidade dos ingredientes há que conhecer as suas propriedades. Na verdade, ela pode ser posta em causa antes (armazenamento) ou durante o seu processamento em fábrica.

Nos monogástricos, o binómio milho:soja (ou seus derivados) é utilizado em grandes quantidades na composição dos alimentos concentrados. Porém, estes cereais também são muito utilizados na alimentação humana e na produção de biocombustíveis, o que tem incentivado a procura de fontes alternativas de energia e de proteína à sua incorporar nos alimentos concentrados.

5.1. MATÉRIAS-PRIMAS CONVENCIONAIS

O alimento é um material que, após ser ingerido pelo animal, tem a capacidade de ser partido (no tracto digestivo) nos seus principais nutrientes, que logo serão absorvidos e utilizado para diferentes fins. O termo alimento é utilizado de forma generalista, uma vez que nem todos os constituintes de um alimento são passíveis de ser digeridos. Desta forma, a parte que pode ser absorvida e utilizada pelos animais é denominada de nutriente. Para que um alimento possa ser utilizado como ingrediente é obrigatório conhecer as suas propriedades físico-químicas, de modo a otimizar a eficácia da sua utilização. Plantas e animais contêm tipos similares de nutrientes, que podem ser agrupados de acordo com a sua constituição, propriedades e funções (Figura 5.7).

¹ A produção de raspas é feita a partir da raiz integral, inclusive com resíduos de solo (minerais) ligados à casca. Quando se trata de raízes de mandiocas, estas são lavadas após a colheita e depois são trituradas em destroçadoras (picadoras) ou em máquinas específicas que permitem a obtenção de um produto de melhor qualidade. A raspa integral de mandioca deve ser seca ao sol para eliminar o fator anti-nutricional presente na casca.

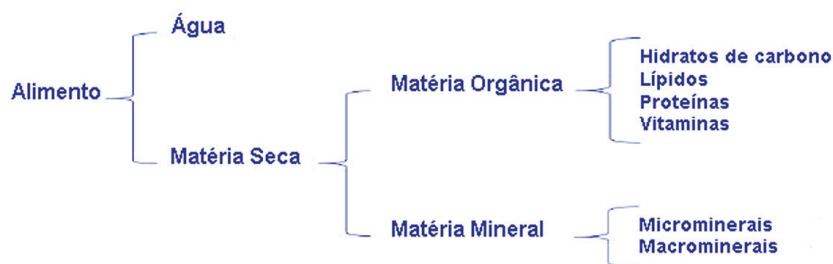


FIGURA 5.7 – Composição química dos alimentos.

Os alimentos podem ser igualmente classificados como volumosos ou concentrados. Os alimentos volumosos são aqueles que contêm um elevado teor em fibra bruta (FB) e um reduzido valor energético, com menos de 60% de nutrientes digestíveis totais e mais de 18% de FB. Por seu turno, os alimentos concentrados são aqueles que apresentam menos de 18% de FB na sua composição, mas contêm alto teor energético ou proteico. Alimentos concentrados energéticos apresentam menos de 20% de PB. Os concentrados proteicos apresentam na sua composição mais de 20% de PB.

A escolha dos alimentos depende do balanço desejado de nutrientes e das limitações inerentes ao uso de alguns deles (toxidade, substâncias anti-nutricionais, manipulação e conservação). É ainda importante estar informado sobre a disponibilidade dos mesmo na região e o seu custo deve ser acessível.

5.1.1. MILHO

É o cereal mais utilizado como fonte de energia, possuindo cerca de 3.400 Kcal/kg de EM. Este valor energético decorre do seu elevado teor em extractos não azotados (ENA), essencialmente amido (70-73%), e do seu elevado teor em gordura (3,5-4,5%), quando comparado com o de outros grãos. É uma boa fonte de ácido linoleico. O seu teor em PB varia entre 8-11% (ronda os 9%). Tem um baixo teor em FB – 2,0-2,2%. Quanto à sua composição em minerais, o milho é pobre em cálcio e em fósforo disponível – 0,03% e 0,08%, respectivamente.

A maioria dos grãos de milho usados na alimentação animal tem origem em plantas híbridas, desenvolvidas para se adaptarem a diferentes solos, climas e pluviosidades. Os grãos de milho apresentam tonalidades variadas: amarelo, branco, vermelho e preto (Figura). De entre estes, o mais utilizado é o amarelo, rico em pró-vitamina A (betacaroteno) e em xantofila. Durante o armazenamento, a actividade da vitamina A pode reduzir-se em 30%. Os teores da xantofila variam entre 10,0-20,0 mg/kg. A xantofila é responsável pela pigmentação das patas, da pele, da gordura e da gema do ovo. O milho branco tem propriedades nutricionais idênticas à do milho amarelo, diferindo apenas na quase total ausência de actividade da vitamina A e no reduzido ou nulo conteúdo em xantofila.

O milho a usar nos alimentos concentrados deve possuir, no máximo, 13% de humidade e estar isento de microtoxinas, resíduos de pesticidas e sementes tóxicas. Deve estar na forma de milho moído. Este deteriora-se rapidamente, pelo que é aconselhável proceder à sua moagem apenas quando da preparação do alimento concentrado. O seu tempo de armazenamento não deve ultrapassar as 72 horas. Nos alimentos concentrados para aves, o milho é a principal matéria-prima – 50-70%.

5.1.2. TRIGO

O trigo tem um teor em energia idêntico ao do milho. O seu conteúdo em proteína é superior ao do milho – 10-17% –, dependendo da sua variedade e local de produção. Porque é muito usado na alimentação humana, a sua utilização na alimentação avícola é geralmente economicamente inviável.

É um cereal gelatinoso que, quando moído e usado em elevadas percentagens, tende a “empastar” no bico das aves, chegando mesmo a causar a necrose do bico. O trigo não tem pigmentos nem vitamina A.

5.1.3. CEVADA

A cevada tem 75% da energia e 300% da fibra do milho. Neste sentido, a sua utilização é limitada, particularmente nos alimentos concentrados comerciais que devem ser ricos em energia e pobres em fibra. Embora a fibra da cevada seja praticamente indigestível, o grão pode ser embebido em água a temperaturas elevadas ou ser tratado com enzimas de modo a aumentar a sua qualidade. Nalgumas regiões, estes procedimentos são economicamente inviáveis.

Nos alimentos concentrados para aves, apenas 10-15% do milho pode ser substituído por cevada.

5.1.4. AVEIA

A aveia é um cereal pouco utilizado na alimentação das aves. Tal como a cevada, contém cerca de 75% da energia do milho. O seu teor em proteína é muito variável e o de fibra ronda os 12%.

Nos alimentos concentrados para aves, apenas 10-15% do milho pode ser substituído por aveia.

5.1.5. ARROZ

O arroz é o segundo cereal mais produzido a nível mundial. Contudo, a sua utilização na alimentação animal é local, ou seja, só ocorre nas zonas em que é produzido. São apenas usados os grãos de baixa qualidade ou partidos.

5.1.6. FARELO DE SOJA

É a fonte proteica de origem vegetal mais utilizada em alimentos concentrados comerciais para monogástricos. Possui um teor em proteína que varia entre 37-48% e um perfil completo e importante de aminoácidos. A metionina parece ser o único aminoácido limitante neste ingrediente. É um subproduto resultante da moagem dos grãos de soja destinada à extracção industrial de óleo para consumo humano.

A soja possui factores anti-nutricionais, como inibidores de tripsina e de quimiotripsina e de lecitinas, que causam danos ou impedem a absorção dos nutrientes por parte dos animais. Estes factores podem ser destruídos ou inactivados através de tratamentos térmicos.

Os farelos com elevados teores em proteína são oriundos da soja sem casca. Os que apresentam reduzidos teores em proteína possuem quantidades variáveis de casca, o que resulta na diminuição dos teores em EM. Dependendo do processo industrial, os subprodutos da soja possuem os seguintes teores de PB: farelo de soja integral tostada – 37% e farelo de soja – 45-48%. Ainda que o farelo de soja integral tostado possua um menor valor proteico, ele possui teores em energia EM superiores aos dos demais farelos. Um outro subproduto da soja é a sua casca. Esta possui um teor em PB de aproximadamente 13,5%. Nos alimentos concentrados para aves, o farelo de soja constitui 15-25% de todas as matérias-primas.

5.1.7. FARINHA DE CARNE E DE OSSOS

É uma das principais fontes de proteína de origem animal usada na produção de alimentos concentrados. É um subproduto dos matadouros, obtido a partir de resíduos de tecidos animais e de ossos, após desossa completa da carcaça de bovinos, de ovinos e/ou de suínos, moídos, cozidos, prensados (para extração da gordura) e novamente moídos. Não deve conter sangue, cascos, cornos, pêlos e conteúdos gástricos (excepto os obtidos involuntariamente através de boas práticas de abate). Não deve conter matérias estranhas. Para sua utilização, é feito um tratamento térmico para eliminação de possíveis patógenos. Contudo, o seu sobreaquecimento influencia a sua palatabilidade e a sua qualidade. Cuidados especiais devem ser tomados para eliminar os microrganismos e prevenir a sua contaminação pós-processamento. Trata-se de um produto muito heterogêneo, dado que depende muito da proporção de tecidos:ossos e sua composição. Tem uma cor que varia de dourada a castanha.

Dependendo do processamento, a farinha de carne e de ossos possui teores em PB que variam entre 40-55%. É rica em aminoácidos essenciais. É uma excelente fonte de minerais, com níveis de fósforo superiores a 3,6-4,0%. Na sua composição, a relação cálcio:fósforo não deve ultrapassar 2,2:1, uma vez que relações superiores a esta pressupõe a adulteração da matéria-prima. Os seus teores em proteína, em cálcio e em fósforo dependem da maior ou menor presença de restos de carne em relação à de ossos.

A recolha, o transporte, o armazenamento e a utilização desta matéria-prima exige cuidados especiais, uma vez que se encontra sempre sujeita a contaminação microbiológica e a oxidação. Apesar de ser rica em proteína, a farinha de carne e de ossos deve ser utilizada apenas até 5% da composição total dos alimentos concentrados, devido a restrições técnicas relacionadas com a transferências de sabor para os produtos (carne e ovos) e às zoonoses que ocasionalmente pode transmitir.

5.1.8. FARELO DE TRIGO

É um subproduto resultante do processo industrial conducente à obtenção da farinha de trigo. É constituído por partículas finas da película do grão, do gérmen e das restantes camadas internas do grão. Possui 15-16% de PB, 9-10% de FB e 0,33% de fósforo disponível (superior aos demais alimentos da classe a que pertence).

Tendo em conta o seu elevado teor em fibra e o seu baixo valor energético, recomenda-se a sua utilização até 5% na fase inicial, 10-20% na fase de crescimento e 15-20% nas galinhas poedeiras.

5.1.9. FOSFATO BICÁLCICO

É obtido através da transformação do fosfato de rocha em ácido fosfórico e sua defluorização. Tem na sua composição 23% de cálcio, 18% de fósforo e de flúor (máximo 1% de teor em fósforo).

É utilizado até 2% nos alimentos concentrados para aves, dependendo da adição ou não de farinha de carne e de ossos. Pode ser substituído por fosfato monocálcico ou por fosfato tricálcico.

5.1.10. FOSFATO TRICÁLCICO

É um produto oriundo da moagem do carbonato de cálcio desidratado. Contém cálcio (37%), fósforo (17,9%), magnésio (máximo 1%) e flúor (máximo 0,03%). Na formulação de alimentos concentrados comerciais para aves, o calcário dolomítico não deve ser usado, uma vez que possui elevados teores em magnésio e estes causam diarreia, raquitismo, enfraquecimento dos ossos (adultos) e ovos de casca fina.

Os níveis de cálcio a incorporar nos alimentos concentrados dependem muito da aptidão das aves e do seu ciclo de produção. Na fase de postura, o calcário pode ser usado até 8% da composição total do alimento concentrado.

5.1.11. FARINHA DE OSTRAS

É obtido a partir das conchas de ostras após lavagem, secagem e moagem. Tem 36-38% de cálcio, sendo uma das melhores fontes deste mineral. A quantidade usada na elaboração de alimentos concentrados para aves é semelhante à do calcário calcítico.



FIGURA 5.8 – Farinha de ostras grossa (esquerda) e fina (direita).

5.1.12. ÓLEOS E GORDURAS VEGETAIS

Os óleos estão no estado líquido e as gorduras no estado sólido. São fonte de energia e algumas matérias-primas, como o óleo de coco, de milho, de soja, de palma, de cânula ou de amendoim, são ainda ricos em vitaminas A e E. Alguns possuem elevados teores em carotenóides (coloração amarelo-avermelhada), que podem promover uma elevada pigmentação da carcaça do frango e da gema do ovo.

A rancificação é o maior contratempo à utilização destas fontes de energia na elaboração de alimentos concentrados comerciais. Neste sentido, há que utilizar antioxidantes quando do seu processamento. É recomendado que estas matérias-primas sejam armazenadas em locais secos e apenas por um curto período de tempo. Nos alimentos concentrados comerciais para aves pode utilizar-se até 5% de óleos e de gorduras.

5.1.13. ÓLEOS E GORDURAS ANIMAIS

O óleo de aves é um produto obtido a partir do tecido adiposo das aves, extraído por prensagem ou solvente, após cocção, filtrado ou não, contendo no mínimo 90% de ácidos gordos totais e, no máximo 1,5-2,0% de impurezas e de substâncias insaponificáveis. Não deve conter outros ácidos gordos livres e produtos da gordura, excepto aqueles obtidos através de boas práticas de abate e de produção de sebo. Deve indicar sempre a(s) espécie(s) de origem (bovinos, suínos, aves, etc.) e se inclui algum antioxidante.

5.1.14. SAL COMUM

O sal comum ou cloreto de sódio (NaCl) é, normalmente, um produto obtido através do processo de desidratação da água do mar em salinas. Actua, fundamentalmente, como estimulador do apetite. Contém cerca de 60% de cloro, 40% de sódio e traços de iodo.

Nas aves, o consumo de água é afectado pelo teor em sal da dieta. Por seu turno, os níveis corporais de sais são controlados pelos rins. O consumo de elevadas quantidades de sal determina uma maior ingestão de água e a produção de fezes mais aquosas. Os alimentos concentrados para aves incorporam, normalmente, 0,25-0,40% de sal comum.

5.1.15. FARINHA DE PEIXE

É um produto obtido a partir de peixes inteiros ou de partes de peixes (cabeças, rabo, pele, vísceras, barbatanas) de várias espécies, não decomposto, com ou sem extracção de óleo, seco e moído. Não deve conter mais de 10% de humidade. O teor em NaCl deve ser indicado.

A qualidade e a composição da farinha de peixe variam consideravelmente em função da matéria-prima utilizada e do método processamento utilizado – secagem ao sol, em vácuo, a vapor ou à chama. A secagem ao sol resulta numa farinha de baixa qualidade. A secagem em vácuo e a vapor são as que têm algum significado comercial. A secagem à chama é praticamente inexistente.

A farinha de peixe é uma boa fonte de proteína, com valores que oscilam entre 55-75%. Possui uma grande disponibilidade de aminoácidos essenciais (metionina e lisina) e uma boa composição em minerais, particularmente em cálcio, fósforo e microminerais (zinco, manganês, cobre, selénio e ferro).

É uma excelente opção em regiões com alta produção aquícola e consumo de peixe, dado que é produzida a partir de partes não nobres de peixes e de peixes de baixo valor comercial e abrangência de mercado.

Nos alimentos concentrados comerciais para aves recomenda-se a utilização de até 5% de farinha de peixe, uma vez que percentagens superiores resultam na transferência de sabor e de odor para a carne e para os ovos.

5.2. MATÉRIAS-PRIMAS ALTERNATIVAS (NÃO CONVENCIONAIS)

As fontes alternativas de alimentos podem ser definidas como matérias-primas que tradicionalmente não são usadas na alimentação animal e que não integram normalmente os alimentos concentrados comerciais. Este grupo de alimentos incluem, fundamentalmente, produtos ou subprodutos provenientes de culturas perenes, que normalmente já não têm qualquer valor comercial. Ao serem utilizados como alimentos, eles podem ser convertidos em produtos com valor comercial.

5.2.1. SORGO

Devido às suas características nutricionais, o sorgo tem sido usado como um substituto do milho (Figura). Contudo, a porção externa do grão de sorgo possui substâncias denominadas de taninos e que têm impacto metabólico (interferem na acção das enzimas digestivas). Eles afectam negativamente o crescimento das aves e originam manchas na gema dos ovos. O sorgo pode ser classificado como: rico em taninos (geralmente, os grãos são mais escuros) ou pobre em taninos (geralmente, os grãos são mais claros). É um ingrediente de reduzida palatabilidade. Hoje a maioria das variedades de sorgo cultivadas são de baixo ou nenhum teor em taninos (“sem taninos”).

O sorgo pobre em taninos possui características nutritivas semelhantes às do milho. O seu valor energético é ligeiramente inferior ao do milho e o proteico ligeiramente superior ao (8-9%). O sorgo possui menos extrato etéreo e aminoácidos essenciais (metionina e lisina).

Ao contrário do milho, os grãos de sorgo possuem uma baixa concentração de xantofila, pelo que é necessário suplementar os alimentos concentrados com pigmentos naturais (por exemplo o extrato de flor de Marigold ou de urucum triturado) ou sintéticos. A actividade da vitamina A é nula, pelo que deve ser suplementada.



FIGURA 5.9 – Planta de sorgo (esquerda) e grão de sorgo (direita).

A substituição do milho pelo sorgo só é economicamente viável, quando o preço deste último é 15-20% inferior ao do milho. Nos alimentos concentrados comerciais para aves, o milho pode ser integralmente substituído por sorgo pobre em taninos. Mais, existem variedades de sorgo ricas em lisina.

5.2.2. FARELO DE ARROZ INTEGRAL

É um subproduto do arroz descascado, com um preço relativamente baixo. Na alimentação das aves, ele é uma excelente fonte alternativa de energia (substituto do milho) – 90% da energia do grão de milho. O seu teor em proteína é de cerca de 13%. Possui um elevado teor em lípidos – 13-15%.

Nas dietas de frango de carne, a utilização do farelo integral de arroz é limitada pela presença de polissacáridos não-amiláceos (PNA), que originam a formação de um gel no tracto intestinal e afetam negativamente a absorção de nutrientes. Outra limitação à sua utilização é a presença de ácido fítico ou mio-inositol hexafosfato, um componente natural que forma complexos com minerais importantes (como o cálcio e o fósforo) e até com aminoácidos, tornando-os indisponíveis para absorção. Estes efeitos anti-nutricionais podem ser resolvidos suplementando a dieta com enzimas que quebra os PNA e com a enzima fitase.

Nos alimentos concentrados comerciais para aves recomenda-se a utilização de 10-15% na fase inicial e de 10-20% nas fases de crescimento e de postura.

5.2.3. GERME INTEGRAL DE MILHO

É obtido através do processamento mecânico da moagem do germe, do tegumento e das partículas amiláceas. Possui cerca de 10,8% de PB.

Nos alimentos concentrados comerciais para frangos de carne, o milho pode ser substituído por germe integral de milho em até 20% na fase inicial, 32% na fase de crescimento e 17% na fase de acabamento.

5.2.4. MILHO PAINÇO

É um cereal resistente à seca e às altas temperaturas (Figura 5.10). Possui 3.168 Kcal/kg de EM e 13,1% de PB. Nos alimentos concentrados comerciais para aves pode substituir o milho em até 60%.

Esta substituição deve implicar a suplementação com pigmentos. O milho painço é pobre em carotenóides, o que compromete a coloração da pele dos frangos de carne e da gema do ovo.



FIGURA 5.10 – Planta de milho painço (esquerda) e grão de milho painço (direita).

5.2.5. TRITICALE

É um cereal resultante do cruzamento do trigo e do centeio (Figura 5.11). Possui 2.995 Kcal/kg de EM e 12,81% de PB. É utilizado como fonte alternativa de energia. Contudo, o triticale é deficitário em lisina e metionina. Este cereal é igualmente deficitário em treonina. Neste sentido, o triticale não deve substituir o milho em mais de 30%. Se tal acontecer há que suplementar o alimento concentrado com estes aminoácidos.



FIGURA 5.11 – Planta de triticale (esquerda) e grão de triticale (direita).

5.2.6. FARINHA DE COCO

A farinha de coco é produzida através da moagem do material que sobra da extração do óleo de coco.

5.2.6. RASPA INTEGRAL DE MANDIOCA

É obtida triturando a raiz de mandioca (poupa + casca) e sua posterior desidratação ao sol ou em secadores, o que promove a eliminação da sua toxicidade com origem nos **glicosídeos cianogénicos** (substâncias que podem originar ácido cianídrico). É uma potencial fonte alternativa de energia. Porém possui baixos teores em aminoácidos e em pigmentos. Nos frangos de carne pode ser utilizada na proporção de 5-20% e nas galinhas poedeiras de até 20%.

5.2.7. SUBPRODUTOS DO PROCESSAMENTO DA MANDIOCA

São produtos obtidos a partir da trituração das sobras (popularmente conhecida como aparas ou tocos) da raiz da mandioca, por ocasião da sua comercialização (Figura). São processados visando a sua utilização na alimentação animal. Tal como sucede com a raspa integral de mandioca, estes subprodutos da mandioca são processados para eliminar a sua toxicidade, com origem nos glicosídeos cianogénicos. A casca de mandioca possui ainda um inibidor da fosforilase.

Nos alimentos concentrados para galinhas poedeiras, eles podem substituir integralmente o milho como fonte de energia, desde que sejam suplementadas com pigmentos naturais ou sintéticos para melhorar a coloração da gema dos ovos.

5.2.8. BANANA (CASCA)

A produção de banana encontrada muito disseminada pelo mundo. Nas regiões tropicais e subtropicais, as condições ambientais são particularmente favoráveis ao cultivo de *Musa acuminata*. A banana é rica em macro-elementos e fito-nutrientes como: fibra, amido de digestibilidade rápida e lenta, proteínas, lípidos e componentes fenólicos. A composição bioquímica (g/100 g) da casca de banana desidratada é de: proteína – 10,44 ± 0,38 g, hidratos de carbono – 43,4 ± 0,05 g, lípidos – 8,4 ± 1,15 g, fibra – 11,81 ± 0,06 g e cinzas – 12,45 ± 0,38 g.

A casca de banana preta indica que o seu conteúdo em amido se converteu em açúcares intermediários – frutose, sacarose e glicose. Ao que tudo indica, a incorporação de casca de banana na dieta das aves eleva o aporte de nutrientes e de energia, favorecendo o crescimento, o desenvolvimento geral e o desempenho sexual. A alimentação das aves baseada na distribuição de folhas e de casca de banana tem de ser suplementada com aminoácidos e minerais, uma vez que eles estão presentes em quantidades diminutas na maior parte das variantes de *Musa acuminata*.

Nas aves, a inclusão de casca de banana, até 10% da dieta, melhora a ingestão voluntária de alimentos, reduz a taxa de conversão alimentar e, conseqüentemente, aumenta o crescimento, as características das carcaças e a qualidade dos ovos e diminui os custos de alimentação. Percentagens superiores (30-35%) determinam uma redução significativa na ingestão voluntária de alimentos, no peso dos frangos e na qualidade da sua carne. Este facto está relacionado com a presença de taninos na casca da banana.

5.2.9. CHICÓRIA

A chicória é uma planta herbácea da família Asteraceae. É rica em micronutrientes como: proteínas, hidratos de carbono, vitaminas e sais minerais.

A forragem de chicória é considerada um ingrediente de grande qualidade na alimentação de frangos de carne, uma vez que é rica em fibra e sais minerais e melhora a palatabilidade do alimento concentrado. Esta fibra ajuda a desenvolver o tracto digestivo superior. O seu conteúdo em PNA eleva fortemente a utilização dos alimentos. Conseqüentemente, a incorporação de chicória no alimento concentrado aumenta a ingestão voluntária, baixa a taxa de conversão alimentar e eleva o crescimento das aves.

5.2.10. MANGA (CASCA E CAROÇO)

O perfil bioquímico do caroço de manga é de 58-80% de hidratos de carbono, 6-13% de proteína e 6-16% de lípidos. O óleo do caroço (semente) da manga é muito rico em ácidos linoleico e esteárico. A casca da manga é rica em calorías (60 Kcal/100 g de casca). O fruto é rico em fibra, potássio e vitaminas.

O valor nutritivo do fruto da manga é (g/100 g de MS): 14,98 g de hidratos de carbono, 0,82 g de proteína, 0,38 g de lípidos e 1,6 g de fibra. A semente de *Mangifera indica* é rica em importantes compostos bioactivos, incluindo ácidos gordos trans e proteínas.

Nas aves, a semente de manga pode ser suprir o alimento concentrado com hidratos de carbono, proteína e lípidos. Por outro lado, ela mantém as aves saciadas por longos períodos de tempo. Os resíduos da manga promovem ainda um crescimento das aves.

5.2.11. MAMÃO/PAPAIA (RESÍDUOS)

O mamão é rico em compostos bioativos como: ácido ascórbico, carotenos, riboflavina, ferro, cálcio e vitaminas K, B₁, B₃, B₅ e B₆. As sementes são ricas em aminoácidos. Possui ainda vitamina C, enzimas proteolíticas (papaína e quimiopapaína), alcalóides (carpaína e pseudocarpaína) e isotiocianeto de benzila, este último (extraído da folha do mamoeiro) com bioatividade anti-helmíntica. O latex de mamoeiro (mistura química obtida a partir do mamoeiro) contém 54,9% de PB, 6,28% de extractos de éter, 18,79% de extractos de azoto livre, 4,65% de FB e 5,5% de cinzas. Nos frangos de carne, esta mistura melhora a resposta imunitária, a taxa de sobrevivência, o rendimento de carcaça e a rentabilidade das explorações.

5.2.12. ABÓBORA (CASCA E SEMENTES)

A abóbora é rica em fito componentes nutricionais e terapêuticos – proteínas, aminoácidos, polissacarídeos e polifenóis. Contém ainda sais minerais – potássio, fósforo, magnésio e zinco. As sementes de abóbora possuem elevados teores de lípidos. Estes lípidos são usados como blocos de construção na biossíntese de ácidos gordos de cadeia longa e de glicerol. Nas células somáticas dos animais, os lípidos desempenham um importante papel na formação de reservas energéticas necessárias, entre outras coisas, à manutenção da temperatura corporal. Por outro lado, as sementes de abóbora contêm uma elevada percentagem de proteína.

A incorporação de resíduos de frutos e de abóbora na alimentação animal é benéfica, porque eles são ricos em antioxidantes fenólicos. Nas aves, estes antioxidantes melhoraram a sua resposta aos processos oxidativos resultantes do stress e de doenças degenerativas. Nos frangos de carne, a incorporação, até 10%, de sementes de abóbora na dieta reduz a deposição excessiva de gordura abdominal, com efeitos positivos sobre a sua capacidade produtiva e a qualidade organoléptica da sua carne. Os frangos de carne alimentados com folhas de abóboreira incorporadas no alimento têm menos colesterol em circulação e menos gordura no coração, na moela e nos músculos. Por outro lado, apresentam uma reduzida taxa de conversão alimentar e um aumento do peso corporal. As dietas enriquecidas com óleo da semente de abóbora baixam a taxa de mortalidade e aumentam o peso corporal dos frangos (2,8%) e a taxa de postura (9,7%/ovos/semana) das galinhas poedeiras.

5.2.13. TOMATE (PELE E SEMENTES)

A indústria transformadora do tomate produz dois tipos de subprodutos: material obtido através do processo de pelagem e das sementes. A pele do tomate contém 100,8 g de proteína, 299,4 g de fibra e 256,4 g de cinzas. As sementes possuem 202,3 g de proteína, 537,9 g de fibra e 51,8 g de cinzas. Ambas possuem elevados teores de β -carotenos, de luteína e de cis- β -carotenos. Os oxicarotenóides (pigmentos) existentes na pele e nas sementes interferem na cor dos ovos e da pele dos frangos. A sua combinação permite variar a cor destes produtos do amarelo ao avermelhado.

5.2.14. CANA DE AÇÚCAR

A utilização do suco de cana de açúcar, como substituto dos cereais na dieta de frangos de carne e de galinhas poedeiras, é fortemente limitada pelas dificuldades físicas que estes animais apresentam na ingestão de um líquido de baixa densidade e pelo stress causado pelos seus salpicos sobre as penas e que promovem o canibalismo. Raramente, as taxas de crescimento excedem os 60-70% do potencial genético. Nas galinhas poedeiras, em particular nas variedades pesadas de dupla aptidão, a substituição dos cereais por suco de cana de açúcar permite-lhes terminar o ciclo de postura, mas com uma redução significativa da taxa de postura – 65%.

5.2.15. MELAÇO

O melaço é, normalmente, um subproduto das indústrias que produzem açúcar a partir da cana de açúcar e da beterraba. O melaço de beterraba contém 6% de proteína e o de cana de açúcar 3%. Embora seja rico em energia, o melaço é fundamentalmente usado nos alimentos concentrados comerciais para reduzir os seus níveis de pó.

A secagem ao sol de forragens tropicais, especialmente de folhas de cana de açúcar, permite-lhes absorver até duas vezes do seu peso em melaço “B”. O melaço começa por ser diluído em 20% do seu peso em água, depois é misturado com as folhas secas e finalmente a mistura é deixada a secar ao sol durante 48 horas. O produto final contém (em termos de MS): 70% de melaço “B” e 30 % de folhas de cana de açúcar. É fiável e fácil de misturar com outros ingredientes secos. Devido ao seu elevado teor em minerais, a sua utilização está limitada pelo facto de originar fezes muito líquidas, que produzem camas demasiado húmidas. A sua EM é de 2,87 Mcal/kg de MS. É recomendado que a sua utilização não ultrapasse 5-10% da dieta total. Nas galinhas poedeiras, a sua incorporação na dieta, até 40% da dieta total, não diminui a taxa de postura.

5.2.16. FARINHA DE PENAS

A farinha de penas hidrolisada contém um elevado teor de proteína (85%). Relativamente a outras fontes de azoto, o valor comercial desta farinha é reduzido. Na alimentação das aves, o uso de farinha de penas é limitado, uma vez que é pobre em lisina, em metionina, em histidina e em triptofano. A sua utilização não deve exceder os 3-4% da dieta total.

5.2.17. GRÃO-DE-BICO

O grão-de-bico forrageiro é uma leguminosa usada na alimentação animal. A proteína da sua semente contém lisina em quantidades comparáveis à da soja. Porém, tem falta de metionina e de cistina. No grão-de-bico cru existe um inibidor da tripsina, que nas aves causa hipertrofia do pâncreas.

Nos frangos de carne, esta leguminosa pode substituir em 10-30% as fontes tradicionais de energia e de proteína, sem afectar a ingestão voluntária de alimentos e o crescimento.

5.2.18. BATATA DOCE

A batata doce é uma planta rústica que pode ser cultivada em solos pobres e degradados e sob variadas condições climáticas. Na verdade, tem um elevado rendimento por hectare. Do ponto de vista nutricional é uma boa alternativa ao milho. Nas pequenas produções avícolas, esta substituição permite reduzir os custos de produção de frangos de carne (convencional ou do campo).

A produção da farinha de batata doce começa com a lavagem, corte grosseiro do tubérculo e secagem ao sol durante 3-4 dias. Posteriormente, os troços secos são moídos de modo a atingir a granulometria adequada à sua inclusão nos alimentos concentrados comerciais. A farinha de batata-doce contém a mesma quantidade ou até mais amido que o milho. O seu amido tem mais amilopectina que amilose e pode ser associado aos PNA (que podem ter efeitos anti-nutricionais).

A farinha de batata doce pode ser incorporada na dieta dos frangos de carne na proporção de até 17%, sem condicionar o seu crescimento e as características de carcaça.

5.2.19. TORTA DE SÉSAMO

A torta de sésamo (gergelim) é um subproduto da extracção do óleo que pode ser usado, sem qualquer restrição, na alimentação animal. É rica em proteína (39,8%) e pobre em fibra (4,7%). Quando obtida pelo método Expeller (prensagem dos grãos), ela possui, em média, 8,2% de humidade, 12,8% de óleo, 22,8% de hidratos de carbono e 11,8% de cinzas.

A moagem da torta de sésamo sem óleo produz uma farinha com óptimo aspecto e cor clara. É rica em proteína (63,8%), com aminoácidos do tipo sulfurados (30,8 mg/g proteína). O aminoácido limitante é a lisina (26,08 mg/g proteína). Neste sentido, a farinha de torta de sésamo é utilizada conjuntamente com várias proteínas de origem vegetal ricas em lisina (é o caso das leguminosas).

Nos alimentos concentrados para frangos de carne recomenda-se a substituição do farelo de soja por torta de gergelim em até 50%.

5.2.20. POUPA DE CAJU DESIDRATADO

O fruto de caju é constituído pela castanha (10%) e pelo pseudofruto (90%). Geralmente, o pseudofruto é deixado no campo, após a separação da castanha que tem um elevado valor comercial. Nalgumas regiões do mundo, o pseudofruto é recolhido e processado para produzir bebidas (alcoólicas ou não) e doces. Cada tonelada de poupa de pseudofruto de caju possui aproximadamente 100 kg de resíduo ou bagaço fresco, que, depois de seco ao sol e triturado, pode ser incorporado na dieta. Na verdade, ele contém cerca de 30% de açúcares metabolizáveis.

A composição nutricional do pseudofruto de caju é de aproximadamente 88,70% de MS, 4.320 kcal/kg de EB, 4,2% de extrato etéreo, 14,0% de PB, 12,1% de FB, 0,45% de Ca, 0,3% de P e 1,8% de taninos. Nos alimentos concentrados para aves, os níveis de taninos e de FB constituem a principal limitação ao uso deste subproduto, já que são factores anti-nutricionais que prejudica o consumo e o aproveitamento dos nutrientes.

5.2.21. FARELO DE AMENDOIM

O farelo de amendoim é um resíduo sólido rico em proteínas, resultante da extracção do óleo de amendoim inteiro ou partido. A matéria-prima provém de duas fontes: do amendoim que chega à instalação de extracção de óleo ainda com casca (para consumo humano) e do amendoim com casca que não cumpre os requisitos para ser usado na alimentação humana, nomeadamente, por estarem descoloridos, murchos ou simplesmente partidos.

O farelo de amendoim contém cerca de 56,7% de PB. As dietas de frangos de carne e de galinhas poedeiras não devem incluir mais de 8% deste subproduto. No fabrico dos alimentos concentrados é importante adicionar adsorventes de micotoxinas, uma vez que o farelo de amendoim pode estar contaminado com aflatoxinas.

5.2.22. INSECTOS E VERMES

Os insectos e os vermes (incluindo larvas e minhocas) são excelentes fontes de proteína que podem ser utilizadas na alimentação das aves. No período seco do ano, estes animais existem naturalmente em número reduzido, devido à falta de humidade no solo. Nesta altura do ano é necessário construir um larvário.

A construção de um larvário para abastecer um galinheiro deve ser feita da seguinte forma:

1. Num terreno próximo do galinheiro deve-se cavar a terra: 1,5 m de largura, por 2,0 m de comprimento e 10 cm de profundidade;
2. Cobrir o terreno cavado com folhas verdes e secas, restolhos e dejectos de animais;
3. Humedecer este material com bastante água e cobri-lo com ramos ou plástico;
4. Regar duas vezes/dia;
5. Cada 3-4 dias destapar o larvário e deixar as galinhas esgravatar e comer as larvas e minhocas;
6. Remover a terra e voltar a cobrir o terreno com folhas verdes e secas, restolhos e dejectos de animais. Regar e tapar de novo;
7. Instalar 2-4 larvários, para que cada um possa ser destapado cada 2 dias.



FIGURA 5.11 – Diferentes fases da construção de um larvário (Segundo López, 2005).

6. SUPLEMENTOS E ADITIVOS

Na maioria dos casos, os alimentos concentrados comerciais não satisfazem a totalidade das necessidades nutricionais das aves. Certas vitaminas, minerais e outros ingredientes devem se adicionados à dieta.

A composição dos alimentos concentrados comerciais condiciona a ingestão voluntária de alimentos. Assim, por exemplo, a sua palatabilidade pode ser melhorada através da incorporação de alguns aditivos. Esta é fundamentalmente condicionada pelas propriedades físicas dos alimentos – aspecto, textura e temperatura – e pelas suas qualidades sensoriais – odor e sabor. Outro factor que afecta fortemente a ingestão voluntária de alimentos é a eficácia digestiva da dieta. A taxa de digestão está directamente relacionada com a quantidade de energia libertada. Neste sentido, um alimento concentrado elaborado com ingredientes de baixa digestibilidade tem de ser ingerido em grandes quantidades, para que os animais possam satisfazer as suas necessidades energéticas. Geralmente, os alimentos concentrados comerciais com baixa ou nenhuma palatabilidade são compostos por ingredientes de baixa digestibilidade, com teores deficitários em aminoácidos e com poeiras. Frequentemente causam distensão abdominal. Consequentemente, eles são ingeridos em quantidades limitadas e têm um impacto negativo sobre a saúde dos animais e a qualidade dos seus produtos finais.

6.1. SUPLEMENTOS

Nos alimentos concentrados para aves estão incluídos produtos que não são reconhecidos como matérias-primas, mas que desempenham importantes funções nutricionais. É o caso dos suplementos vitamínicos/minerais. Estes correspondem a pré-misturas (premixes) constituídas por um conjunto de vitaminas e/ou minerais, minuciosamente balanceados, a fim que atender as necessidades nutricionais dos animais (em função da idade, da aptidão produtiva, do sexo, entre outros) (Quadro 5.10).

As pré-misturas podem ser fabricadas, comercializadas e fornecidas aos animais, junta (pré-mistura vitamínica/mineral) ou separadamente (pré-mistura ou suplemento vitamínico e pré-mistura ou suplemento mineral).

QUADRO 5.10 – Recomendações técnicas para inclusão de pré-mistura em alimentos concentrados para aves (Cruz e Rufino, 2017)

Categoria da pré-mistura	Componentes	Veículo	Quantidade alimento (kg/tonelada)
Vitamínica	Vitaminas	Farelo de soja, farelo de trigo, casca de arroz moída, óleo mineral	0,25-2,0
Mineral	Macro e micro minerais	Carbonato de cálcio, calcário calcítico	0,5-1,5
Completas	Vitaminas, minerais, aditivos	Farelo de trigo, casca de arroz, carbonato de cálcio, calcário calcítico e caulino	2,0-15,0

6.2. ADITIVOS

São todas as substâncias orgânicas, inorgânicas ou sintéticas adicionadas aos alimentos concentrados comerciais com a finalidade de conservar, intensificar ou modificar as suas propriedades, desde que não prejudiquem o seu valor nutritivo e aumentem o desempenho dos animais. Há ainda que referir que a sua utilização não deve deixar resíduos no produto final prejudiciais ao consumidor.

Os aditivos podem ser classificados em 3 grandes categorias: pró-nutrientes, coadjuvantes de elaboração e profiláticos. Estas (categorias) podem ser divididas em 14 grupos: acidificantes/conservantes, adsorventes, aglutinantes, anticoccidianos, antifúngicos, antioxidantes, aromatizantes/promotores do paladar, corantes/pigmentos, enzimas, prebióticos/probióticos/simbióticos, nucleótidos, nutracêuticos ou alimentos funcionais e promotores do crescimento.

6.2.1. PRÓ-NUTRIENTES

São micro ingredientes utilizados na alimentação, fornecidos oralmente aos animais em pequenas quantidades, promovendo e intensificando os valores intrínsecos da mistura de nutrientes presentes no alimento concentrado comercial. Podem ser produtos de origem vegetal ou animal, em estado natural, fresco ou preservado. Podem ainda ser produtos derivados de processamentos industriais. Estes apresentam-se como substâncias orgânicas ou inorgânicas, oferecidas oralmente, isoladamente ou em misturas.

O uso de pró-nutrientes enfatiza a parceria destes com os nutrientes presentes nos alimentos. Estão nesta categoria as enzimas, os prebióticos, os probióticos, os simbióticos, os nucleótidos e os antibióticos promotores do crescimento.

6.2.1.1. ENZIMAS

São proteínas globulares, de estrutura terciária ou quaternária, que actuam como catalisadores biológicos, aumentando a velocidade das reacções químicas no organismo, sem serem, elas próprias, alteradas no decurso das mesmas. São altamente específicas para com os substratos e dirigem todos os eventos metabólicos que os envolvem. As enzimas digestivas têm um sítio activo que lhes permite promover a ruptura de uma determinada ligação química, sob condições favoráveis de temperatura, pH e humidade (Figura 5.12).

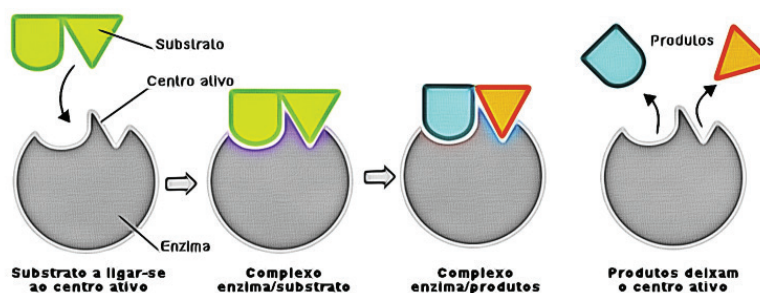


FIGURA 5.12 – Modelo de acção de uma enzima.

Todavia, são poucos os alimentos concentrados comerciais disponíveis que têm incorporadas enzimas. No futuro, esta situação deverá evoluir gradualmente com o desenvolvimento de novas enzimas alimentares ou de novas formas de as administrar. De acordo com a sua finalidade, as enzimas podem ser divididas em dois tipos: enzimas destinadas a complementar quantitativamente as enzimas digestivas endógenas (proteases, amilases, fitases, entre outras) e enzimas que não podem ser sintetizadas pelos animais (β -glucanases, pentosanas e α -galatósidas) e que podem otimizar os processos metabólicos digestivos.

Nas aves, a suplementação dos alimentos concentrados comerciais com fitase é já uma realidade, visto que reduz os custos de produção com a suplementação de fósforo de origem mineral e diminui a poluição ambiental devido à redução da excreção do fósforo.

Os microrganismos normalmente utilizados na indústria de produção de enzimas para alimentação animal são: bactérias (*Bacillus subtilis*, *Bacillus lentus*, *Bacillus amyloliquefaciens*, *Stearothermophilus*, entre outras), fungos (*Trichoderma longibrachiatum*, *Aspergillus oryzae* e *Aspergillus niger*) e leveduras (*Saccharomyces cerevisiae*).

6.2.1.2. PREBIÓTICOS

Os prebióticos são ingredientes alimentares digeridos na porção proximal do tracto gastrointestinal dos monogástricos e que lhes proporcionam benefícios por estimularem selectivamente o crescimento e/ou o metabolismo de um grupo limitado de bactérias a nível do cólon, especialmente as do grupo do ácido láctico, como as dos géneros *Lactobacillus* e *Bifidobacterium*. Outra característica de um prebiótico é que ele não pode ser hidrolisado ou absorvido no intestino delgado, por ser um substrato selectivo para um determinado grupo de bactérias benéficas ou por alterar a microbiota intestinal de forma favorável ao hospedeiro e induzir efeitos sistémicos benéficos no lúmen intestinal. Neste sentido, eles devem servir como substrato a uma ou mais bactérias intestinais benéficas que, por sua vez, serão estimuladas a crescer e/ou a tornarem-se metabolicamente activas. A fermentação microbiana promovida pelos prebióticos leva à produção de ácidos gordos de cadeia curta (Short Chain Fatty Acids; SCFA), particularmente, de acetato, de butirato e de propionato, que estimulam o crescimento de bactérias benéficas. Desta forma, os prebióticos são capazes de alterar a microbiota intestinal de modo favorável à saúde do hospedeiro e induzir efeitos benéficos sistémicos ou no lúmen intestinal.

Alguns prebióticos são hidratos de carbono, proteínas, péptidos e lípidos. Entre os hidratos de carbono, os denominados oligossacáridos (cadeias curtas de polissacarídeos compostos por três a dez açúcares simples ligados entre si) são os que melhor se enquadram na definição e nas características definidoras dos prebióticos. Alguns desses polissacarídeos, como os frutoligossacáridos (FOS), os glucoligossacáridos (GOS) e os mananoligossacáridos (MOS), podem substituir determinados antibióticos de utilização preventiva. Eles estimulam a produtividade, particularmente, nos frangos de carne.

6.2.1.3. PROBIÓTICOS

O conceito moderno de probiótico foi definido, em 1989, por Fuller como “um suplemento alimentar constituído por microrganismos vivos capazes de beneficiar o hospedeiro através do equilíbrio da microbiota intestinal”. Mais tarde, o mesmo autor considerou que, para serem considerados probióticos, os microrganismos devem ser produzidos em larga escala, permanecendo estáveis e viáveis em condições de armazenamento, serem

capazes de sobreviver no ecossistema intestinal e garantir ao organismo os benefícios de sua presença.

O modo de administração dos probióticos é muito variado – adicionado ao alimento concentrado comercial ou à água, pulverizado sobre os animais, inoculados em ovos com embrião, em cápsulas gelatinosas ou por via intra-esofágica –, o que origina uma melhor ou pior capacidade de colonização intestinal por parte das bactérias presentes no produto utilizado.

As principais estirpes bacterianas utilizadas na preparação de probióticos incluem: *Lactobacillus spp*, *Bifidobacterium sp*, *Enterococcus faecium* e *Bacillus spp*. Contudo, ainda não se conhece a composição microbiana ideal de um probiótico. Na verdade, a eficácia do mesmo depende da quantidade e das características das estirpes bacterianas utilizadas e da forma como este é incluído nas dietas.

A ação probiótica é linhagem dependente e os principais mecanismos utilizados por estes microrganismos para favorecer a actividade intestinal são: colonizar e regular a microbiota em disbiose (desequilíbrio), proteger e manter a função da barreira epitelial do intestino, preservando a integridade das *tight junctions* (complexo de proteínas altamente dinâmico, selectivamente permeável, formado dentro de domínios lipídicos), induzir a produção de mucina e de IgA, fortalecer os mecanismos de defesa e proteger o intestino do ambiente externo, aumentar a aderência da mucosa intestinal aos nutrientes, inibindo a aderência de microrganismos patogénicos (exclusão competitiva por nutrientes e sítios de adesão), produzir substâncias antimicrobianas (como bacteriocinas e ácidos láctico e acético), que apresentam potentes efeitos inibidores das bactérias Gram+, produzir e segregar ácidos gordos de cadeia curta (como o acetato, o butirato e o propionato), que apresentam propriedades anti-inflamatórias e que afectam a proliferação e a diferenciação celular.

A importância da suplementação das dietas com probióticos foi potencializada pela proibição do uso de antibióticos (ainda que em doses subterapêuticas) como promotores do crescimento. Nos frangos de carne, os probióticos favorecem o crescimento, melhoram a conversão alimentar, elevam a capacidade antioxidante hepática e modulam a microbiota, elevando a presença de bactérias benéficas em detrimento de bactérias patogénicas. Nas galinhas poedeiras, os probióticos aumentam o tamanho e o peso dos ovos.

6.2.1.4. SIMBIÓTICOS

O aditivo simbiótico corresponde à combinação de prebióticos e de probióticos e constitui um conceito mais moderno na utilização de aditivos em dietas animais. Esta associação é considerada uma alternativa interessante, uma vez que melhora a sanidade do intestino delgado e dos cecos dos frangos de carne, através de mecanismos fisiológicos e microbiológicos. A ação simbiótica estabiliza o meio intestinal e aumenta o número de bactérias benéficas produtoras de ácido láctico, o que favorece a eubiose (eu - bem e biose - viver). Com a utilização dessa estratégia, os efeitos isolados tanto dos prebióticos como dos probióticos são potencializados, gerando resultado ainda superiores aos conseguidos através do uso independente de cada um deles.

Nos frangos de carne, os aditivos simbióticos melhoram o ganho médio diário de peso, a taxa de conversão alimentar e o rendimento em carcaça. Por outro lado, eles diminuem a ocorrência de diarreias e reduzem a taxa de mortalidade.

6.2.1.5. NUCLEÓTIDOS

São substâncias compostas por uma base azotada (base púrica ou pirimidínica), um fosfato e uma pentose (ribose ou desoxirribose). O radical fosfato dos nucleótidos pode ser removido por hidrólise parcial, dando origem a compostos denominados de nucleósidos. Quanto presentes na dieta, eles são ingeridos principalmente como núcleo-proteínas derivadas do material nuclear.

Nas aves, os nucleótidos podem melhorar a resposta imunitária, promover o aumento da altura das vilosidades intestinais, com o consequente aumento da absorção dos nutrientes, e prevenir possíveis efeitos negativos da dieta sobre a estrutura do intestino, evitando-se, assim, quebras de desempenho. Vale a pena salientar que a suplementação com nucleótidos é especialmente importante no desenvolvimento de tecidos com rápido *turnover* celular, particularmente quando a capacidade endógena de síntese não é suficiente para responder às situações de maior exigência, como acontece nos períodos de rápido crescimento e após algumas agressões ao organismo (doenças ou traumas).

6.2.1.6. ANTIBIÓTICOS PROMOTORES DO CRESCIMENTO

De um modo geral, os antibióticos podem ser definidos como produtos do metabolismo microbiano capazes de eliminar ou de inibir o crescimento de outros microrganismos, sendo eficazes em baixas concentrações. Actualmente são conhecidos mais de 5.000 antibióticos, dos quais, sensivelmente, 75% são produzidos pelo género *Streptomyces*.

Os antibióticos utilizados na produção animal podem ser classificados em três categorias de dosagem: terapêutica, usada no tratamento de doenças diagnosticadas, com dosagens acima da concentração inibidora mínima (CIM), profiláctica, apenas para controlo e combate a possíveis infecções microbianas, utilizando dosagens cerca de 50% ou menos inferiores às das doses terapêuticas (devendo atingir a CIM), e promotora do crescimento.

Fisiologicamente, os antibióticos promotores do crescimento diferem dos antibióticos de uso terapêutico por terem um amplo espectro de acção sobre as bactérias Gram+ e uma baixa taxa de absorção a nível intestinal. Consequentemente, o efeito primário dos antibióticos promotores do crescimento, quando em contacto com o tracto gastrointestinal, é controlar o número de bactérias indesejáveis, alterando assim o equilíbrio da microflora gastrintestinal e favorecendo a presença de bactérias favoráveis e/ou reduzindo o número total de bactérias, particularmente das Gram+.

Ao longo de várias décadas, os antibióticos promotores do crescimento foram usados para melhorar o desempenho produtivo dos animais. Todavia, o seu uso tem sido visto como um factor de risco para a saúde humana, particularmente devido à presença de resíduos na carne e nos ovos e à indução de resistência cruzada com bactérias patogénicas nos seres humanos.

6.2.2. COADJUVANTES DE ELABORAÇÃO

São micro ingredientes ou preparações que têm efeito sobre as características físicas dos alimentos, modificando, por exemplo, a cor, o odor, o estado de conservação, a consistência (granulado, extrudidos ou micronizados), entre outras. Geralmente, eles melhoram a conservação dos ingredientes e o processo industrial, protegem os alimentos durante o processo de elaboração e de armazenamento dos alimentos concentrados comerciais e

favorecem o seu consumo por parte dos animais, mantendo e preservando as suas características físicas e organolépticas intactas.

Enquadram-se nesta categoria os acidificantes/conservantes, os adsorventes, os aglutinantes, os antioxidantes, os corantes, os pigmentos, os aromatizantes e os promotores do paladar.

6.2.2.1. ACIDIFICANTES/CONSERVANTES

São microrganismos que formam colónias ou substâncias químicas (orgânicas ou inorgânicas) que quando administrados aos animais afectam positivamente a sua microbiota intestinal ou quando adicionados ao alimento reduzem o pH do tracto digestivo anterior, com o objectivo de facilitar o processo digestivo e de diminuir a quantidade de microrganismos patogénicos presentes no tracto gastrointestinal.

Os acidificantes mais utilizados são os ácidos orgânicos. Eles controlam os entero-patogénicos presentes nas matérias-primas e nos alimentos concentrados comerciais pós-processamento. A sua acção acidificante promove uma melhor digestão dos nutrientes. São usados em alternativa aos antibióticos, porque não deixar resíduos nos produtos de origem animal.

6.2.2.2. ADSORVENTES

São organismos ou substâncias (orgânicas ou inorgânicas) produzidos com o intuito de amenizar possíveis danos causados por micotoxinas no organismo. Nas dietas para animais, elas são usadas para evitar o contacto das micotoxinas com as regiões de absorção do tracto gastrointestinal.

Os adsorventes ligam-se às micotoxinas que passam pelo tracto gastrointestinal antes delas serem absorvidas, evitando assim o aparecimento de complicações. Eles incluem a alumina, os silicatos hidratados de sódio e de cálcio (HSCAS), as zeólitas, as bentonitas, as sílicas específicas e o carvão activado.

6.2.2.3. AGLUTINANTES

São substâncias naturais ou artificiais que auxiliam e aumentam a capacidade de agregação (“granulação”) dos ingredientes, melhorando a qualidade do granulado, aumentando a sua durabilidade, e permitindo a adição de óleos e de gorduras aos produtos prensados. Dois dos aglutinadores mais usados na produção de alimentos concentrados comerciais para aves são o lignosulfonato e o condensado de ureia-formaldeído.

6.2.2.4. ANTIOXIDANTES

São substâncias que visam evitar a auto oxidação dos alimentos, retardando a sua deterioração, a rancificação e a perda de cor devido a reacções oxidativas. A oxidação dos óleos e das gorduras provoca, naturalmente, alterações desagradáveis de odor e de paladar e torna os alimentos menos nutritivos. Além de gorduras, os pigmentos e as vitaminas estão igualmente sujeitos a oxidação, quando em contacto com o ar.

6.2.2.5. CORANTES/PIGMENTOS

São substâncias que conferem ou intensificam a cor de produtos destinados à alimentação animal, possuindo peculiaridades quanto aos seus efeitos. Enquanto os **corantes** são usados para conferir cor a alimentos concentrados comerciais balanceados, os **pigmentos** conferem cor tanto aos alimentos concentrados comerciais como ao produto final (carne e ovos). Estes podem ser naturais, artificiais ou inorgânicos.

6.2.2.6. AROMATIZANTES/PROMOTORES DO PALADAR

Os aromatizantes naturais ou artificiais têm por função conferir aroma às matérias-primas destinadas à alimentação animal, aumentando a sua aceitabilidade e, consequentemente, a ingestão voluntária de alimentos. Ao serem incorporados na alimentação animal, eles estimulam a actividade secretora das glândulas e favorecem a digestibilidade dos alimentos. Os promotores do paladar melhoram o paladar dos produtos e estimulam o seu consumo.

6.2.3. PROFILÁCTICOS

São micro ingredientes utilizados preventivamente nos alimentos concentrados comerciais para evitar a oxidação e a destruição das vitaminas, o aparecimento de doenças ou de intoxicações resultantes da presença de microrganismos patogénicos (bactérias, fungos, leveduras, protozoários), entre outros factores.

Nesta categoria encontram-se os acidificantes, os adsorventes, os agentes anticoccidios-táticos, os antifúngicos, os antioxidantes e os conservantes.

6.2.3.1. ANTICOCCIDIOSTÁTICOS

O uso de agentes anticoccidios-táticos é uma medida preventiva largamente utilizada na produção avícola. O êxito do produto usado depende, normalmente, dos seus efeitos dentro do organismo do animal, do tempo e da sua correcta utilização, da dose, da época do ano, das interacções sinérgicas ou antagónicas, da resistência dos parasitas ao princípio activo, entre outros factores. Neste sentido, a escolha e a correcta utilização do produto anticoccidioso são fundamentais.

Muitos quimioterápicos foram desenvolvidos com o intuito de serem utilizados como anticoccidios-táticos. Porém, a maioria foi considerada tóxica ou pouco eficaz. As excepções são: o amprolium, a nicarbazina, a halofuginona e a diclazuril. Todavia, há que ter em conta a legislação de cada País.

6.2.3.2. ANTIFÚNGICOS

Os antifúngicos são organismos ou substâncias (orgânicas ou inorgânicas) que previnem ou eliminam os fungos presentes nas matérias-primas e nos alimentos concentrados comerciais destinados à alimentação animal. Eles evitam o aparecimento de micotoxinas e as perdas de valor nutritivo.

Alguns dos antifúngicos mais utilizados são o ácido propiónico e os seus sais, o formaldeído, o diacetato de sódio, o ácido sórbico e o violeta de genciana. Todavia, há que ter em conta a legislação de cada País.

7. FORMULAÇÃO DE ALIMENTOS CONCENTRADOS

A alimentação é um dos factores mais importantes na Produção Animal, quer pelos custos que lhe estão associados (70-80% dos custos totais), quer pela resposta produtiva do animal.

A formulação de dietas é simultaneamente uma ciência e uma arte (Figura 5.13). Ela deve traduzir as necessidades nutricionais teóricas em necessidades alimentares reais, ou seja, tem de definir a quantidade de alimentos que deve ser fornecida a um animal no período de 24 horas, de modo a satisfazer as suas necessidades de manutenção (funções vitais), de crescimento, de produção de ovos e reprodutivas. Envolve conhecimentos sobre os animais, os alimentos e os mercados de matérias-primas.

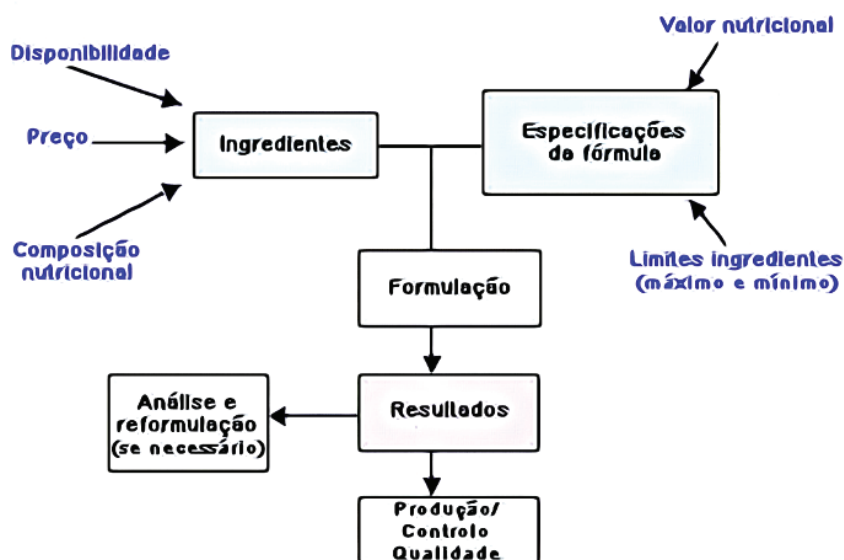


FIGURA 5.13– Processo de formulação de alimento concentrado a baixo custo.

Nas formulações estão normalmente indicadas as quantidades de cada ingrediente que deve ser adicionado e a concentração de nutrientes (composição). Esta última indica, normalmente, o valor energético, em EM (Kcal ou MJ EM/kg), o teor em PB e em aminoácidos digestíveis e a concentração em diferentes minerais. Os aminoácidos digestíveis incluem, para além dos principais aminoácidos limitantes, a metionina (aptidão carne) e/ou a lisina (aptidão ovos) e a maioria dos demais 8 aminoácidos essenciais (treonina, triptofano, arginina, isoleucina, leucina, histidina, fenilalanina e valina).

As aves alimentadas ad libitum tendem a ingerir a quantidade de alimentos necessária à satisfação das suas necessidades energéticas. Na verdade, o teor em energia da dieta condiciona a ingestão voluntária de alimentos. Quando as dietas são pobres em energia, as aves tendem a consumir maior quantidade de alimentos. Pelo contrário, quando as dietas são ricas em energia, a quantidade de alimento ingerido tende a ser menor. Neste sentido, a quantidade dos vários nutrientes presentes na dieta tem de ser ajustada, de modo a garantir que as aves ingerem a quantidade necessária dos mesmos.

Na alimentação animal, particularmente na dos monogástricos, a suplementação proteica é verdadeiramente crítica. A proteína é um dos componentes mais caros da dieta. As

proteínas usadas na alimentação das aves podem ter origem animal ou vegetal. A primeira é considerada de qualidade superior devido, fundamentalmente, ao seu elevado conteúdo em aminoácidos essenciais. Por outro lado, algumas proteínas vegetais têm de ser devidamente processadas para se melhorar o seu valor nutricional.

A melhor dieta é a que permite satisfazer as necessidades nutricionais dos animais, a menor custo. Fórmulas matemáticas são usadas para determinar a quantidade de cada ingrediente que deve ser adicionado à dieta. Quando o número de ingredientes é limitado, a fórmula é simples. Quando o número de ingredientes disponíveis (em diferentes quantidades e a diferentes custos) é elevado, a fórmula é necessariamente complexa.

A qualidade da dieta depende da sua composição, digestibilidade, saúde do tracto digestivo do animal e apresentação (cor, odor, palatabilidade, forma e tamanho das partículas). Algumas das características de apresentação (cor, odor e tamanho das partículas) são particularmente valorizadas pelos compradores (e não tanto pelos animais).

Na nutrição das aves podem ser utilizadas diversas estratégias para melhorar os alimentos concentrados comerciais – alterar a fórmula ou o processo de fabrico.

7.1. PROCEDIMENTOS PARA A FORMULAÇÃO DE ALIMENTOS CONCENTRADOS

A formulação de alimentos concentrados comerciais pode ser vista como a mecânica que transforma os princípios teóricos da nutrição animal em prática aplicada. Os alimentos concentrados comerciais são formulados com o objectivo de satisfazer todas as necessidades nutricionais dos animais, bem como os requisitos do produto final. A formulação de alimentos concentrados deve incluir os seguintes passos:

Caracterização dos animais: esta deve ser feita tendo em conta a espécie, a raça, a estirpe, a linha, a idade, o peso vivo, o tamanho, o sexo (macho e fêmea), o estado sanitário, a aptidão produtiva (carne, ovos ou reprodução), o grau de melhoramento genético (baixo, médio ou alto), as condições ambientais, entre outras;

Necessidades nutricionais: é importante conhecer as necessidades nutricionais dos animais em termos energéticos, proteicos, de cálcio, de fósforo, entre outras, tendo em conta as características do animal. Recomenda-se sempre o uso de tabelas padronizadas – *National Research Council* (NRC), *Institut National de la Recherche Agronomique* (INRA), tabelas brasileiras para aves, entre outras – ou publicações resultantes de investigação/experimentação científica, com dados organizados de forma a possibilitar a sua aplicação na formulação dos alimentos concentrados comerciais. É fortemente recomendado que o formulador não misture dados de diferentes tabelas;

Composição química dos alimentos: deve-se ter sempre em conta a composição química dos alimentos e suas propriedades físico-químicas, a técnica de processamento, a contribuição nutricional dos mesmos para a formulação do alimento concentrado comercial e as características organolépticas inter-relacionadas com a aceitação dos mesmos por parte dos animais;

Levantamento e quantificação dos alimentos disponíveis: é importante saber os preços das matérias-primas por unidade de peso, a sua qualidade, a sua disponibilidade para venda e a logística para a sua entrega e armazenamento.

7.2. MÉTODOS DE FORMULAÇÃO DE ALIMENTOS CONCENTRADOS

Na formulação de alimentos concentrados para aves existem quatro métodos de cálculo que permitem definir a composição dos alimentos concentrados comerciais: o quadrado de Pearson, o método algébrico, o método do quadro e a formulação electrónica (computadorizada). Serão aqui abordados apenas os três primeiros métodos, utilizando ajustamentos matemáticos que poderão ser desenvolvidos de outras formas.

7.2.1. QUADRADO DE PEARSON

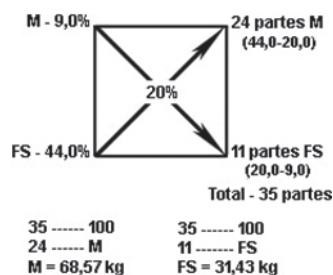
É uma técnica simples e comumente utilizada no cálculo da composição dos alimentos concentrados, sempre que se pretende balancear apenas duas matérias-primas ou misturas de matérias-primas e um nutriente. Este é normalmente a PB. Nesse caso procede-se da seguinte forma: no centro do quadrado coloca-se o teor em proteína da mistura desejada. Nos vértices superior e inferior (à esquerda do quadrado) colocam-se os teores em proteína das duas matérias-primas, salientando-se que não se altera o resultado quando se inverte a posição (de superior para inferior e vice-versa) das matérias-primas. Nos dois vértices do lado direito coloca-se a diferença (em valor absoluto) entre o valor de cada vértice esquerdo e o valor do centro, na extremidade da respectiva diagonal. A diferença colocada no vértice superior direito corresponde à proporção (partes) de matéria-prima correspondente ao vértice inferior esquerdo, que deve ser misturada à outra constante no vértice direito inferior, obtendo-se um total correspondente à soma das duas matérias-primas, contendo o teor desejado em nutriente.

Eis alguns cuidados a ter na aplicação deste método:

- 1) Só podem ser usados dois alimentos ou dois grupos de alimentos previamente misturados;
- 2) Usar, preferencialmente, um alimento proteico e outro energético;
- 3) O teor em proteína escolhido para a mistura tem de estar compreendido entre os teores em proteína dos dois alimentos;
- 4) Os dados à esquerda e no centro do quadrado devem ser apresentados em percentagem ou estarem na mesma unidade;
- 5) A diferença calculada no sentido das diagonais deve ser sempre em valor absoluto, ou seja, subtrair ao valor maior o valor menor.

Exemplo 1: duas matérias-primas (milho e farelo de soja) e um nutriente (PB) – cálculo simples.

Deseja-se elaborar uma mistura de 100 kg, com uma exigência de 20% de PB, utilizando-se milho (M; 9% PB) e farelo de soja (FS; 44% PB).



Os cálculos indicam que deviam ser adicionados 68,57 kg de milho e 31,43 kg de farelo de soja para se conseguirem cumprir os 20% de PB.

Exemplo 2: duas matérias-primas (milho e farelo de soja) e um nutriente (PB) – cálculo complementar.

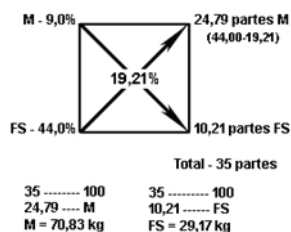
Após um cálculo preliminar, verificou-se que um alimento concentrado comercial apresentava um *deficit* de 90,54 kg e 17,4% PB, a serem complementados com a inclusão de milho (M; 9% PB) e de farelo de soja (FS; 44% PB). Sendo assim, deseja-se calcular a contribuição destes dois ingredientes para o atendimento das necessidades em proteína.

Como o Quadrado de Pearson só permite realizar cálculos com base nos 100% há que realizar previamente o seguinte ajustamento para que as necessidades em proteína sejam devidamente atendidas.

17,40 - - - - 90,54
PB - - - - 100,00

$$PB = \frac{17,40 \times 100,00}{90,54} = 19,21\%$$

Este valor (19,21%) deve agora ser utilizado no Quadrado de Pearson:



Finalmente há que determinar as quantidades de milho e de farelo de soja a utilizar (peso em *deficit* – 90,54 kg):

$$\begin{array}{rcl} 90,54 & - & - & - & - & 100 \\ M & - & - & - & - & 70,83 \end{array}$$

$$M = \frac{70,83 \times 90,54}{100} = 64,13 \text{ kg}$$

$$\begin{array}{rcl} 90,54 & - & - & - & - & 100 \\ FS & - & - & - & - & 29,17 \end{array}$$

$$FS = \frac{29,17 \times 90,54}{100} = 26,41 \text{ kg}$$

Os cálculos podem ser conferidos através da Prova do Cálculo:

Ingredientes	Quantidade ingredientes (kg)	Valor nutritivo (% PB)	Participação nutrientes (% PB/ingrediente)
Milho	64,13	9	5,78
Farelo soja	26,41	44	11,62
Total	90,54	-	17,40

Participação (%) do milho:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 64,13 \\ 9 & - & - & - & - & M \end{array}$$

$$M = \frac{9,00 \times 64,13}{100} = 5,78\%$$

Participação (%) do farelo de soja:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 26,41 \\ 44 & - & - & - & - & FS \end{array}$$

$$FS = \frac{44,00 \times 26,41}{100} = 11,62\%$$

De acordo com os cálculos realizados, teriam de ser adicionados 64,13 kg de milho e 26,41 kg farelo de soja ao alimento concentrado comercial para atender aos 17,4% PB solicitado. A Prova do Cálculo confirma que as proporções estão correctas.

7.2.2. MÉTODO ALGÉBRICO (SISTEMAS DE EQUAÇÕES)

As proporções de matérias-primas, para se produzir uma mistura com um certo teor em nutrientes, podem ser calculadas através do estabelecimento de sistemas de equações algébricas. Trata-se de um método simples de cálculo de uma mistura.

Exemplo 1: duas matérias-primas (milho e farelo de soja) e 1 nutriente (PB) – cálculo simples.

Formular 100 kg de uma mistura com 18% PB, utilizando milho (9% PB) e farelo de soja (45% PB).

1º passo: A quantidade de milho + a quantidade de farelo de soja são iguais a 100 kg de mistura.

$$M + FS = 100 \text{ kg}$$

2º passo: A quantidade de PB existente naquela quantidade de milho + a quantidade de PB existente naquela quantidade de farelo de soja são iguais a 18%.

$$9\% M + 45\% FS = 18\%$$

Transformando os teores em PB, de números relativos, para números absolutos, tem-se:

$$\begin{aligned} 9/100 &= 0,09\% \text{ PB de M} \\ 45/100 &= 0,45\% \text{ PB de FS} \end{aligned}$$

Agora podem-se estabelecer as seguintes duas equações:

$$\begin{aligned} M + FS &= 100 \text{ (Equação Total ou Equação 1)} \\ 0,09 M + 0,45 FS &= 18 \text{ (Equação da PB ou Equação 2)} \end{aligned}$$

Igual:

$$\begin{aligned} M &= 100 - FS \\ 0,09 (100 - FS) + 0,45 FS &= 18 \\ 9 - 0,09 FS + 0,45 FS &= 18 \\ 0,36 FS &= 9 \\ FS &= 9/0,36 \\ \mathbf{FS} &= \mathbf{25 \text{ kg}} \end{aligned}$$

A quantidade de milho a misturar é:

$$M = 100 - 25 = \mathbf{75 \text{ kg}}$$

A mistura terá 75 kg de milho e 25 kg de farelo de soja.

Exemplo 2: três matérias-primas (milho, farelo de soja e farelo de trigo) e 2 nutrientes (PB e EM).

Calcular 100 kg de alimento concentrado para poedeiras com 18% PB e 2.900 Kcal/kg de EM, utilizando-se as seguintes matérias-primas:

Milho (9% PB e 3.400 Kcal/kg EM)
Farelo de soja (45% PB e 2.566 Kcal/kg EM)
Farelo de trigo (FT; 16% PB e 1.590 Kcal/kg EM)

Transformando os teores de PB, de números relativos, em números absolutos, tem-se:

$9/100 = 0,09\%$ PB de M
 $45/100 = 0,45\%$ PB de FS
 $16/100 = 0,16\%$ PB de FT

Agora podem-se estabelecer as seguintes três equações:

$M + FS + FT = 100$ (Equação Total ou Equação 1)
 $0,09 M + 0,45 FS + 0,16 FT = 18$ (Equação da PB ou Equação 2)
 $3.400 M + 2.566 FS + 1.590 FT = 2.900 \times 100$ (kg) ou (Equação de energia ou Equação 3)

Para eliminar a matéria-prima milho, agrupam-se as Equações 1 e 2, dando origem à Equação 4:

$0,36 FS = 9 - 0,07 FT$
 $FS = (9 - 0,07 FT)/0,36$

Para eliminar a matéria-prima milho, agrupam-se as Equações 1 e 3, dando origem à Equação 5:

$834 FS = 50.000 - 1810 FT$
 $FS = (50.000 - 1.810 FT)/834$

Para eliminar a matéria-prima farelo de soja, agrupam-se as Equações 4 e 5:

$(9 - 0,07 FT)/0,36 = (50.000 - 1.810 FT)/834$
 $1,976 FT = 34,95$
FT = 17,69 kg

Substituindo FT na Equação 4:

$FS = (9 - 0,07 \times 17,69)/0,36$
FS = 21,55 kg

Substituindo na Equação 1:

$M + 21,55 + 17,69 = 100$
M = 60,76 kg

Os cálculos podem ser conferidos através da Prova do Cálculo:

Ingredientes	Quantidade ingredientes (kg)	Valor nutritivo (% PB)	Participação nutrientes (% PB/ingrediente)
Milho	60,76	9	5,47
Farelo soja	21,55	45	9,70
Farelo trigo	17,69	16	2,83
Total	100	-	18,00

Participação (%) do milho em termos de PB:

$$\begin{array}{r} 100 - - - - - 60,76 \\ 9 - - - - - M \end{array}$$

$$M = \frac{9,00 \times 60,76}{100} = 5,47\%$$

Participação (%) do farelo de soja em termos de PB:

$$\begin{array}{r} 100 - - - - - 21,55 \\ 45 - - - - - FS \end{array}$$

$$FS = \frac{45,00 \times 21,55}{100} = 9,7\%$$

Participação (%) do farelo de trigo em termos de PB:

$$\begin{array}{r} 100 - - - - - 17,69 \\ 16 - - - - - FT \end{array}$$

$$FT = \frac{16,00 \times 17,69}{100} = 2,83\%$$

Os cálculos podem ser conferidos através da Prova do Cálculo:

Ingredientes	Quantidade ingredientes (kg)	Valor nutritivo (Kcal/kg EM)	Participação nutrientes (Kcal/kg EM/ingrediente)
Milho	60,76	3.400	2.065,84
Farelo soja	21,55	2.566	552,97
Farelo trigo	17,69	1.590	281,27
Total	100	-	2.900,08

Participação (Kcal/kg) do milho em termos de EM:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 60,76 \\ 3.400 & - & - & - & - & M \end{array}$$

$$M = \frac{3400 \times 60,76}{100} = 2.065,84 \text{ Kcal/kg}$$

Participação (Kcal/kg) do farelo de soja em termos de EM:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 21,55 \\ 2.566 & - & - & - & - & FS \end{array}$$

$$FS = \frac{2566 \times 21,55}{100} = 552,97 \text{ Kcal/kg}$$

Participação (Kcal/kg) do farelo de trigo em termos de EM:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 17,69 \\ 1.590 & - & - & - & - & FT \end{array}$$

$$FT = \frac{1590 \times 17,69}{100} = 281,27 \text{ Kcal/kg}$$

As matérias-primas (milho, farelo de soja e farelo de trigo) satisfazem as necessidades de 18% de PB e de 2.900 Kcal/kg de EM.

7.2.3. MÉTODO DO QUADRO

Neste método é possível formular alimentos concentrados com vários ingredientes e nutrientes. Nos exemplos a seguir apresentados são usados apenas como nutrientes a EM, a PB, o cálcio e o fósforo disponível, ou seja, aqueles que são considerados mais importantes do ponto de vista nutricional.

Exemplo 1:

Formular 100 kg de alimento concentrado para galinhas poedeiras com 40 semanas de idade, com 2.700 Kcal/kg de EM, 17% de PB, 3,8% de cálcio e 0,45% de fósforo disponível. Serão utilizadas as seguintes matérias-primas: milho (3.400 Kcal/kg EM e 9% PB), farelo de soja (2.250 Kcal/kg EM e 44% PB), farinha de carne e de ossos (1.930 Kcal/kg EM, 40% PB, 12% cálcio e 5% fósforo disponível), fosfato bicálcico (22% cálcio e 18% de fósforo disponível), calcário calcítico (36% cálcio) e sal comum e Pre-mix Vit/Min (suplemento vitamínico mineral).

Observações:

- 1) Neste método de cálculo não se utiliza o fósforo total, mas sim o fósforo disponível (Pd) a partir de fontes de origem vegetal, tendo em conta que as aves apenas conseguem metabolizar 33% do fósforo com esta origem;
- 2) Nas fontes de origem animal, o fósforo disponível (Pd) é igual ao fósforo total;
- 3) Inicialmente fixam-se os ingredientes com menor participação no alimento concentrado e dentro dos limites de utilização (Premix Vit/Min e, na maioria dos casos, o sal comum);
- 4) O fósforo disponível (Pd) é o primeiro nutriente a ser calculado.

Passos da Resolução

- 1) Fixar em kg ou em 5% da farinha de carne e de ossos para o alimento concentrado e verificar a sua contribuição em cada nutriente:

Proteína bruta	Energia metabolizável
40 - - - - - 100	1.930 - - - - - 100
x - - - - - 5	x - - - - - 5
x = 2 kg (ou 5% de 40)	x = 96,50 (ou 5% de 1.930)

Cálcio	Fósforo disponível
12 - - - - - 100	5 - - - - - 100
x - - - - - 5	x - - - - - 5
x = 0,60 kg (ou 5% de 12)	x = 0,25 kg (ou 5% de 5)

- 2) Utilizar o fosfato bicálcico para satisfazer as restantes necessidades de fósforo disponível (Pd).

$0,45 - 0,25 = 0,20$ kg (deficit de Pd a ser completado com fosfato bicálcio)

18 - - - - - 100
0,20 - - - - - x

x = 1,11 kg de fosfato bicálcico serão utilizados para completar o Pd.

Contribuição de cálcio do fosfato bicálcico:

22 - - - - - 100
x - - - - - 1,11

x = 0,24 kg de Ca será a contribuição do fosfato bicálcico para o alimento concentrado.

3) Utilizar o calcário calcítico para atender as restantes necessidades em cálcio.

$3,80 - 0,60 - 0,24 = 2,96$ (deficit de Ca a ser completado pelo calcário calcítico)

36 - - - - - 100

2,96 - - - - - x

x = 8,22 kg de fosfato bicálcico serão utilizados para completar o Ca.

4) Neste caso, fixar o sal comum e o Pre-mix Vit/Min, em 0,35 e 0,5% (quando o cálculo for feito na base 100) ou kg, respectivamente. Logo:

Sal = 0,35 kg

Pre-mix Vit/Min = 0,50 kg

5) Verificar o subtotal e o deficit total do alimento concentrado

Subtotal = 5,0 (farinha de carne e de ossos) + 1,11 (fosfato bicálcico) + 8,22 (calcário calcítico) + 0,35 (sal comum) + 0,50 (Premix Vit/Min) = **15,18 kg**.

Deficit total = 100,00 - 15,18 = **84,82 kg do alimento concentrado**.

6) Utilizar o milho e o farelo de soja para satisfazer as necessidades em EM e em PB, realizando o cálculo através do método algébrico.

$M + FS = 84,82$ (Equação Total)

$0,09 M + 0,44 FS = 15,00$ (Equação da PB)

Nota: 84,82 = refere-se ao total que falta adicionar ao alimento concentrado;

15,00 = refere-se ao deficit para atendimento da proteína.

Para eliminar a matéria-prima milho, agrupam-se as Equação Total e da PB:

$M + FS = 84,82$

$0,09 M + 0,44 FS = 15,00$

$0,09 (84,82 + FS) - 0,44 FS = 15,00$

$FS = 7,37/0,35$

FS = 21,06 kg

Logo:

$M = 84,82 - 21,06$

M = 63,76 kg

Os cálculos podem ser conferidos através da Prova do Cálculo:

Ingredientes	Quantidade ingredientes (kg)	Valor nutritivo (% PB)	Participação nutrientes (% PB/ingrediente)
Milho	63,76	9,00	5,47
Farelo soja	21,06	44,00	9,70
Total	84,82	-	17,01

Participação (%) do milho em termos de PB:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 63,76 \\ 9 & - & - & - & - & M \end{array}$$

$$M = \frac{9,00 \times 63,76}{100} = 5,74\%$$

Participação (%) do farelo de soja em termos de PB:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 21,06 \\ 44 & - & - & - & - & FS \end{array}$$

$$FS = \frac{44,00 \times 21,06}{100} = 9,27\%$$

Ingredientes	Quantidade ingredientes (kg)	Valor nutritivo (Kcal/kg EM)	Participação nutrientes (Kcal/kg EM/ingrediente)
Milho	60,76	3.400	2.167,84
Farelo soja	21,06	2.250	473,85
Total	84,82	-	2.641,69

Participação (Kcal/kg) do milho em termos de EM:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 63,76 \\ 3.400 & - & - & - & - & M \end{array}$$

$$M = \frac{3400 \times 63,76}{100} = 2.167,84 \text{ Kcal/kg}$$

Participação (Kcal/kg) do farelo de soja em termos de EM:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 21,06 \\ 2.250 & - & - & - & - & FS \end{array}$$

$$FS = \frac{2250 \times 21,06}{100} = 473,85 \text{ Kcal/kg}$$

As necessidades nutricionais foram satisfeitas com as matérias-primas escolhidas para elaborar o alimento concentrado – , 2.738,19 Kcal/kg de EM, 17,01% de PB, 3,8% cálcio e 0,45% fósforo disponível.

Exemplo 2:

Formular 100 kg de alimento concentrado com 3.400 Kcal/kg de EM, 32% de PB, 0,76% de cálcio e 0,47% de fósforo disponível. Serão utilizadas as seguintes matérias-primas: milho (3.460 Kcal/kg EM e 7,88% PB), farelo de soja (3.425 Kcal/kg EM e 45% PB), farinha de peixe (3.050 Kcal/kg EM, 54% PB, 5,88% cálcio e 2,89% fósforo disponível), fosfato bicálcico (22% cálcio e 18% fósforo disponível), óleo de soja (8.600 Kcal/kg EM), sal comum e Premix Vit/Min (suplemento vitamínico mineral).

Passos da Resolução

- 1) Fixar em 8% ou kg de farinha de peixe e verificar a contribuição desta para cada nutriente.

$$\begin{array}{rcl} \text{Proteína bruta} & & \\ 54 & - & - & - & - & - & 100 \\ x & - & - & - & - & - & 8 \\ \hline x = 4,32 \text{ kg (ou 8\% de 54)} \end{array}$$

$$\begin{array}{rcl} \text{Energia metabolizável} & & \\ 3.050 & - & - & - & - & - & 100 \\ x & - & - & - & - & - & 8 \\ \hline x = 244,00 \text{ Kcal/kg EM (ou 8\% de 3.050)} \end{array}$$

$$\begin{array}{rcl} \text{Cálcio} & & \\ 5,88 & - & - & - & - & - & 100 \\ x & - & - & - & - & - & 8 \\ \hline x = 0,47 \text{ kg (ou 8\% de 5,88)} \end{array}$$

$$\begin{array}{rcl} \text{Fósforo disponível} & & \\ 2,89 & - & - & - & - & - & 100 \\ x & - & - & - & - & - & 8 \\ \hline x = 0,23 \text{ kg (ou 8\% de 2,89)} \end{array}$$

- 2) Utilizar o fosfato bicálcico para satisfazer as restantes necessidades em fósforo disponível (Pd).

$$0,45 - 0,25 = 0,20 \text{ kg (deficit de Pd a ser completado pelo fosfato bicálcico)}$$

$$\begin{array}{rcl} 18 & - & - & - & - & - & 100 \\ x & - & - & - & - & - & 0,24 \\ \hline \end{array}$$

x = 1,33 kg de fosfato bicálcico serão utilizados para completar o Pd.

Contribuição do cálcio do fosfato bicálcico.

$$\begin{array}{rcl} 22 & - & - & - & - & - & 100 \\ x & - & - & - & - & - & 1,33 \\ \hline \end{array}$$

x = 0,29 kg de Ca será a contribuição do fosfato bicálcico para o alimento concentrado.

- 3) Fixar em 1,33% (ou kg) de óleo de soja e calcular a sua contribuição energética.

$$\begin{array}{rcl} 8.600 & - & - & - & - & - & 100 \\ x & - & - & - & - & - & 1,33 \\ \hline \end{array}$$

x = 114,38 kg de EM será a contribuição do óleo de soja.

- 4) Neste caso, fixar o sal comum e o Premix Vit/Min, em 0,35 e 0,5% (quando o cálculo for feito na base 100) ou kg, respectivamente. Logo:

Sal comum = 0,35 kg

Premix Vit/Min = 0,50 kg

- 5) Verificar o sub-total e o deficit total do alimento concentrado:

Subtotal = 8,00 (farinha de peixe) + 1,33 (fosfato bicálcico) + 1,33 (óleo de soja) + 0,35 (sal comum) + 0,50 (Premix Vit/Min) = **11,51 kg.**

Deficit = 100,00 - 11,51 = **88,49 kg** do alimento concentrado.

- 6) Utilizar o milho e o farelo de soja para satisfazer as necessidades em EM e em PB, realizando o cálculo através do método algébrico.

$$M + FS = 88,49 \text{ (Equação Total)}$$

$$0,0788 M + 0,45 FS = 27,68 \text{ (Equação da PB)}$$

Nota: 88,49 = refere-se ao total que falta adicionar ao alimento concentrado;

24,68 = refere-se ao deficit para atendimento da proteína.

Para eliminar a matéria-prima milho, agrupam-se as Equação Total e da PB:

$$M + FS = 88,49$$

$$0,0788 M + 0,45 FS = 27,68$$

$$0,0788 (88,49 - FS) + 0,0788 FS = 27,68$$

$$FS = 20,72 / 0,3712$$

$$FS = 55,81 \text{ kg}$$

Logo:

$$M = 88,49 - 55,81$$

$$M = 32,68 \text{ kg}$$

Os cálculos podem ser conferidos através da Prova do Cálculo:

Ingredientes	Quantidade ingredientes (kg)	Valor nutritivo (% PB)	Participação nutrientes (% PB/ingrediente)
Milho	32,68	7,88	2,57
Farelo soja	55,81	45,00	25,11
Total	88,49	-	27,68

Participação (%) do milho em termos de PB:

$$\begin{array}{r} 100 - - - - - 32,68 \\ 7,88 - - - - - M \end{array}$$

$$M = \frac{7,88 \times 32,68}{100} = 2,57\%$$

Participação (%) do farelo de soja em termos de PB:

$$\begin{array}{r} 100 - - - - - 55,81 \\ 45 - - - - - FS \end{array}$$

$$FS = \frac{45,00 \times 55,81}{100} = 25,11\%$$

Ingredientes	Quantidade ingredientes (kg)	Valor nutritivo (Kcal/kg EM)	Participação nutrientes (Kcal/kg EM/ingrediente)
Milho	32,68	3.460	1.130,73
Farelo soja	55,81	3.425	1.911,49
Total	88,49	-	3.042,22

Participação (Kcal/kg) do milho (M) em termos de EM:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 32,68 \\ 3.460 & - & - & - & - & M \end{array}$$

$$M = \frac{3460 \times 32,68}{100} = 1.130,73 \text{ Kcal/kg}$$

Participação (Kcal/kg) do farelo de soja em termos de EM:

$$\begin{array}{rcl} 100 & - & - & - & - & 55,81 \\ 3.425 & - & - & - & - & FS \end{array}$$

$$FS = \frac{3425 \times 55,81}{100} = 1.911,49 \text{ Kcal/kg}$$

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Achilonu, M., Shale, K., Arthur, G., Naidoo, K. e Mbatha, M., 2018. Review article: Phytochemical benefits of agro-residues as alternative nutritive dietary resource for pig and poultry farming. *Hindawi Journal of Chemistry*, **2018** (article ID 1035071), 15 pp..
- Aho, P.W., 2002. Feed and the poultry industry. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Ajila, C.M., Brar, S.K., Verma, M., Tyagi, R.D., Godbout, S. e Valéro, J.R., 2012. Bio-processing of agro-byproducts to animal feed. *Critical Reviews in Biotechnologies*, **32** (4), 382-400.
- Alloui, M.N., Szczurek, W. e Świątkiewicz, S., 2013. The usefulness of prebiotics and probiotics in modern poultry nutrition: a review. *Annals of Animal Science*, **13**, 17-32.
- Amerah, A.M., Rensburg, C.J.V., Plumstead, P.W., Kromm, C. e Dunham, S., 2013. Effect of feeding diets containing a probiotic or antibiotic on broiler performance, intestinal mucosa-associated avian pathogenic *E. coli* and litter water-soluble phosphorus. *Journal Applied Animal Nutrition*, **1**, 1-7.
- Araújo, K.B.S., 2013. Utilização do bagaço de caju desidratado e complexo enzimático na ração para codornas japonesas em postura. UFRN, Macaíba, Brasil, 77 pp..
- Aviagen, 2018. Manual de manejo de matrizes, Ross, 188 pp.. In: https://pt.aviagen.com/assets/Tech_Center/BB_Foreign_Language_Docs/Portuguese/RossPSHandBook2018-PT.pdf (Consultado a 20/12/2022)
- Bahule, C.E., Brito, J.A.G.B., Balbino, E.M., Machado, A.C., Batista, S.S., Oliveira, L.S., Silva, T.N.S. e Pereira, J., 2018. Strategies to include sweet potato meal associated with the use of exogenous enzymes, in broiler chicken feed. *Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal*, **19** (1), 32-46.
- Barroeta, A.C., Izquierdo, D. e Pérez, J.F., 2014. Manual de avicultura. Breve manual de aproximación a la empresa avícola para estudiantes de veterinaria. Universidad Autónoma de Barcelona, Barcelona, Espanha, 60 pp..
- Batista, V.L., da Silva, T.F., de Jesus, L.C.L., Coelho-Rocha, N.D., Barroso, F.A.L., Tavares, L.M., Azevedo, V., Mancha-Agresti, P. e Drumond, M.M., 2020. Probiotics, prebiotics, Synbiotics, and paraprobiotics as a therapeutic alternative for intestinal mucositis. *Frontiers in Microbiology*, **11**, 544490.
- Bell, D.D., 2002. Anatomy of the chicken. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Bellaver, C., 2002. Uso de resíduos de origem animal na alimentação de frangos de corte. In: III Simpósio Brasil Sul de Avicultura, Chapecó, Brasil, 6-22.
- Bowen, T., s/d. Digestive anatomy and physiology of birds. In: Digestive system, Vivo Pathology. <http://www.vivo.colostate.edu/hbooks/pathphys/digestion/otherspp/birds.html> (Consultado a 20/03/2020)
- Brum, P.A.R. e Albino, L.F.T., 1993. Farinha integral de mandioca na alimentação de frangos de corte, EMBRAPA-CNPSA, CT 199, 2 p.
- BSZM, s/d. Atlas of animal anatomy and histology. Birds. Lobes of the liver and the large gall bladder. In: <http://bszm.elte.hu/anatomy/birds/35f/> (Consultado a 20/04/2020)
- Calvette, Y.M., Maia, G.A., Telles, F.J.S., Monteiro, J.C.S. e Sales, G.S., 1993. Processamento do gergelim (*Sesamum indicum*, L.). *Ciências Agrônomicas*, **24**, 57-62.
- Cancherini, L.C., Junqueira, O.M., Oliveira, M.C., Andreotti, M.O. e Barbosa, M.J.B., 2005. Utilização de subprodutos de origem animal em dietas formuladas com base em proteína bruta e proteína ideal para frangos de corte de 22 e 42 dias de idade. *Revista Brasileira de Zootecnia*, **34** (2), 535-540.
- Cardinal, K.M., J.L.B. e Ribeiro, A.M.L., 2019. Princípios básicos na formulação de rações. *PubVet*, **13** (9), 1-7.
- Carvalho, C.M.C., Fernandes, E.A., Carvalho, A.P. da e Cairres, R.M., 2010. Uso do sorgo na alimentação de frangos de corte. *PUBVET*, **4** (30), 911-916.
- Coon, C.N., 2002a. Digestion and metabolism. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Coon, C.N., 2002b. Major feed ingredients: Feed management and analysis. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Costa, B.M. da e Costa, M.C.M.M., 2002. Formulação de rações utilizando calculadoras. <http://atividadederural.com.br/artigos/4fc4055dace17.pdf> (Consultado a 09/03/2020)
- Costa, F.G.P., Rostagno, H.S., Albino, L.F.T., Gomes, P.C., Toledo, R.S. e Junior, J.G.V., 2001. Níveis dietéticos de proteína bruta para frangos de corte de 1 a 21 e 22 a 42 dias de idade. *Revista Brasileira de Zootecnia* [online], **30** (5), 1498-1505.
- Cox, C.M. e Dalloul, R.A., 2015. Immunomodulatory role of probiotics in poultry and potential in ovo application. *Benefic Microbes*, **6**, 45-50.
- Cruz, F.G.G. e Rufino, J.P.F., 2017. Formulação e fabricação de rações (aves, suínos e peixes). EDUA – Editora da Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Brasil, 102 pp..
- Cuca, M.G. e Ávila, E.G., 1978. Fuente de energía y proteínas para la alimentación de las aves. *Ciencia Veterinaria* **2**, Universidad Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, 325-358 p.
- Cuca, M.G., 1963. La alimentación de aves de corral. *Técnicas Pecuarias en México*, **1**, 50-56.
- Daghir, N.J. e Jones, R., 2008. Breeder and hatchery management in hot climates. In: Poultry production in hot climates, N.J. Daghir (Ed), 2ª edição, CAB International, Oxfordshire, RU, 387 pp.
- EMPARN, 2002. Geração e transferência de tecnologia sobre manejo e produção de ave caipira na pequena propriedade rural. Natal, Brasil, 21 p..

- Fernandes, J.I.M., Rorig, A., Gottardo, E.T., Schmidt, J.M., Burin Júnior, A.M. e Fülber, L.M., 2017. Dietas pós-eclosão suplementadas com fontes de gordura e acrescidas de taurina e glicina sobre a morfometria intestinal e o desempenho de frangos de corte de um a 21 dias. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, **69** (1), 198-204.
- Ferreira, M.W., Marques, R.R., Abreu, A.P.N. e Silva, T.R., 2014. Desempenho de frangos caipiras Label Rouge alimentados com farelo de amendoim em substituição parcial ao farelo de soja. *Revista Brasileira de Ciências Veterinárias*, **21** (2), 105-109.
- Freitas, A.B., 2014. Técnicas de formulação: exercícios resolvidos. Universidade de Évora, Évora, Portugal, 40 pp..
- Gillespie, J.R. e Flanders, F.B., 2010. Modern livestock and poultry production. 8ª Edição, Delmar Cengage Learning, Nova Iorque, EUA, 1060 pp..
- Holanda, J.S., Oliveira, A.J. e Ferreira, A.C., 1998. Enriquecimento proteico de pedúnculos de caju. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, **33** (5), 787-792.
- Hy-Line, 2020. Management Guide: W36 Commercial Layers. 32 pp.. In: <https://www.hyline.com/filesimages/Hy-Line-Products/Hy-Line-Product-PDFs/W-36/36%20COM%20ENG.pdf> (Consultado a 09/03/2022)
- López, H., 2005. Con concentrados caseros mejore la alimentación de sus aves y aumente la producción. PESA, Série de divulgação, FAO, SAG e AECL, Tegucigalpa, Honduras, 1-8 pp..
- Melo, A.S., J.P.A.F. de, Oliveira, V.R.M., Dias, F.K.D., Fernandes, R.T.V., Marinho, J.B.M., Souza, R.F. de, Filho, C.A.S., Souza, A.O.V. e Arruda, A.M.V. de, 2016. Formas físicas de utilização de rações para aves. *PubVet*, **10** (2), 173-178.
- Milani, M., Gondim, T.M.S. e Coutinho, D., 2005. Cultura do gergelim. *Circular Técnica*, **83**, 1-10.
- Moore, J., 2017. Give your chicken a full body health check. In: Your chickens. <https://www.yourchickens.co.uk/care-and-advice/give-your-chicken-a-full-body-health-check-1-5235720> (Consultado a 09/03/2020)
- Murrolli, V.D.A., Burbarelli, M.F.C., Polycarpo, G.V., Ribeiro, P.A.P., Moro, M.E.G. e Albuquerque, R., 2014. Prebiotic, probiotic and symbiotic as alternative to antibiotics on the performance and immune response of broiler chickens. *Brazilian Journal of Poultry Science*, **16**, 279-284
- NRC, 1994. Nutrient Requirements of Poultry. 9ª edição, Subcommittee on Poultry Nutrition, National Research Council, National Academies Press, Washington, EUA, 176 pp..
- Parkhurst, C. e Mountney, G.J., 1988. Poultry meat and egg production. Chapman & Hall, Nova Iorque, EUA, 294 pp..
- Poltryhub, 2020. Digestive system. In: <http://www.poultryhub.org/physiology/body-systems/digestive-system/> (Consultado a 19/04/2020)
- Preston, T.R., 1995. Tropical animal feeding. A manual for research workers. FAO Animal Production and Health Paper 126, Roma, Itália, 220 pp.
- Primo, A.P., 2008. Torta de gergelim na alimentação de frangos de corte. UNIOESTE, Cascavel, Brasil, 59 pp..
- Ramos, L.S., Lopes, J.B., Figueirêdo, A.V., Freitas, A.C., Farias, L.A., Santos, L.S., Silva, H.O., 2006. Polpa de caju em rações para frangos de corte na fase final: desempenho e características de carcaça. *Revista Brasileira de Zootecnia*, **35** (3), 804-810.
- Rehman, A., Arif, M., Sajjad, N., Al-Ghadi, M.Q., Alagawany, M., Abdel-Hack, M.E., Alhimaidi, A.R., Elnesr, S.S., Almutairi, B.O., Amran, R.A. Hussein, E.O.S. e Swelum, A.A., 2020. Dietary effect of probiotics and prebiotics on broiler performance, carcass, and immunity. *Poultry Science*, **99**, 6946-6953.
- Ribeiro, J.C.D., Drumond, M.M., Mancha-Agresti, P., Guimarães, J.P.F., Ferreira D.C., Martins, M.I.A., Murata, P.M.M., Carvalho, A.C. de, Pereira, R.T., Ribeiro Júnior, V., Azevedo, V.A.C. e Naves L.P., 2022. Diets supplemented with probiotics improve the performance of broilers exposed to heat stress from 15 days of age. Probiotics Antimicrobial Proteins [online]. doi: 10.1007/s12602-022-09989-3.
- Ribeiro, V.J., Albino, L.F.T., Rostagno, H.S., Barreto, S.L.T., Hannas, M.I., Harrington, D., Araújo F.A. de, Ferreira, H. C.J. e Ferreira, M.A., 2014. Effects of the dietary supplementation of *Bacillus subtilis* levels on performance, egg quality and excreta moisture of layers. *Animal Feed Science Technology*, **195**, 142-146.
- Rostagno, H.S., Albino, L.F.T., Hannas, M.I., Donzele, H.S., Sakomura, N.K., Perazzo, F.G., Saraiva, A., Teixeira, M.L., Rodrigues, P.B., Oliveira, R.F. de, Barreto, S.L.T. e Brito, C.O., 2017. Tabelas brasileiras para aves e suínos: composição de alimentos e exigências nutricionais. 4ª Edição, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Brasil, 488 pp..
- Rowland, H.M., Parker, M.R., Jiang, P., Reed, D.R. e Beauchamp, G.K., 2015. Comparative taste biology with special focus on birds and reptiles. In: Handbook of olfaction and gustation, R.L. Doty (Ed), 3ª Edição, Wiley-Blackwell, Nova Jérsea, EUA, 1240 pp..
- Sakomura, N.V. e Rostagno, H.S., 2007. Métodos de pesquisa em nutrição de monogástricos. FUNEP, São Paulo, Brasil, 283 pp..
- Sapkota, D., 2020. Feeding of poultry. In: Avian (poultry) production, D. Sapkota, D. Narahari e J.D. Mahanta (Eds), 2ª Edição, New India Publishing Agency, Nova Deli, Índia, 361 pp..
- Scanes, C.G. e Christensen, K.D., 2020. Poultry science. 5ª Edição, Waveland Press, Inc., Long Grove, EUA, 475 pp..
- Sohail, M.U., Ijaz, A., Yonus, M., Shabbir, M.Z., Kamran, Z., Ahmad, S., Anwar, H., Yousaf, M.S., Ashraf, K., Shahzad, A.H. e Rehman, H., 2013. Effect of supplementation of mannan oligosaccharide and probiotic on growth performance, relative weights of viscera, and population of selected intestinal bacteria in cyclic heat-stressed broilers. *Journal of Applied Poultry Research*, **22**, 485-491.
- Vieira, A.R., Rabello, C.B.V., Mohaupt, M.C., Ludke, M., Dutra Júnior, W.M., Torres, D.M. e Lopes, J.B., 2007. Efeito de diferentes níveis de inclusão de farelo de arroz em dietas suplementadas com fitase para frangos de corte. *Acta Scientiarum Animal Sciences*, **29** (3), 267-275.
- Zhang, F. e Adeola, O., 2016. Energy value of bakery meal and peanut flour meal for broiler chickens determined using the regression method. *Journal of Animal Science*, **94**, 461-462.



6.

PRODUÇÃO DE ALIMENTOS CONCENTRADOS

ÓSCAR MATEUS¹; MARIANA DRUMOND², HÉLDER QUINTAS³

¹ Instituto Marquês Valle de Flôr, Portugal

² Centro Federal de Educação Tecnológica de Minas Gerais, Brasil

³ Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal.

1. INSTALAÇÕES

Na construção de uma fábrica de alimentos concentrados comerciais devem ser observadas as seguintes características:

- 1) O local deve ser seco, arejado e de fácil acesso o ano inteiro;
- 2) Deve ser instalada, preferencialmente, junto das áreas de produção de matérias-primas, de modo a facilitar a sua recepção e baixar os custos de transporte;
- 3) A sua estrutura deve ser em alvenaria, com cobertura, preferencialmente, de telha. O pé-direito deve ter, no mínimo, 3,5 metros. A porta deve ser ampla e ter janelas para ventilação;
- 4) Dispor de corrente eléctrica de qualidade com chave compensadora de tensão e disjuntores dimensionados para suportar equipamentos trifásicos;
- 5) Devem ser instaladas lâmpadas no interior e no exterior da fábrica, em função do tamanho desta. Recomenda-se a instalação de lâmpadas LED (diodo emissor de luz) que, apesar de terem custos de instalação mais elevados, com o tempo tornam-se mais económicas e duráveis;



FIGURA 6.1 – Matérias-primas armazenadas numa pequena fábrica de alimentos concentrados. As sacas estar sempre sobre um estrado (ex. palete), evitando o contacto directo com o chão. A presença de grande quantidade de grãos no chão potencia os desperdícios e favorece a presença de pragas.

- 6) Respeitar a legislação relativa ao manuseamento, conservação e utilização de equipamentos, à segurança dos funcionários, ao armazenamento e ao acondicionamento de matérias-primas e de alimentos concentrados prontos, entre outros aspectos.

2. FORMAS FÍSICAS DOS ALIMENTOS CONCENTRADOS COMERCIAIS

O acto de processar ingredientes ou alimentos concentrados, tendo em vista a obtenção de diferentes formas físicas, resume-se a submeter o produto a altas temperaturas e pressões, na presença ou na ausência de água, por um curto período de tempo. As vantagens e as desvantagens do processamento podem ser elencadas nos vários níveis de produção, da fábrica propriamente dita à produtividade dos animais. Na fábrica, as principais vantagens do processamento dos alimentos concentrados são a compactação do material, a redução dos teores em humidade (aumento do seu tempo de armazenamento) e a facilidade de transporte. Por seu turno, as principais desvantagens são: fluxo de produção mais complicado, pessoal especializado, destruição ou prejuízo parcial de alguns nutrientes (particularmente de vitaminas) e aumento dos custos de mão-de-obra e de electricidade. Para o produtor, os alimentos concentrados comerciais devem reduzir o desperdício associado à selecção do alimento por parte dos animais. As aves tendem a seleccionar as partículas de maiores dimensões. A redução do desperdício resulta no melhor aproveitamento do tempo que as aves dedicam à alimentação.

Do ponto de vista fisiológico, o processamento dos alimentos determina um aumento do seu potencial nutricional, com melhorias a nível da sua digestibilidade e palatabilidade e do desempenho produtivo das aves. A principal diferença entre os alimentos processados e não processados é a melhoria da digestibilidade dos nutrientes, promovida pelo processo de gelatinização do amido, que ocorre quando as misturas são sujeitas a altas temperaturas e pressões, por um determinado período de tempo.

Existem três tipos de preparação dos alimentos concentrados para aves – moagem, granulação e extrusão. Estes originam várias formas físicas de alimentos concentrados: farinhas, granulados, extrudidos, expandidos, expandido-extrudidos ou desestruturados.



FIGURA 6.2 – Diferentes formas físicas de alimento concentrado para aves.
Legenda: A) farinha, B) granulado e C) e D) extrudido.

Na alimentação das aves, as formas físicas mais comuns são o granulado e o extrudido, devido à maior facilidade no seu manuseamento e ao efeito positivo sobre a produtividade dos animais. Estes tendem a ter mais nutrientes por volume de alimento. Por seu

turno, a expansão é a menos expressiva, uma vez que resulta em formas físicas diferentes que podem ser mantidas ou ter de ser desestruturadas para adequação à idade das aves. Basicamente, as principais diferenças entre os processamentos estão associadas ao tamanho da partícula, à aglomeração, às misturas, ao tratamento por calor, à pressão e às mudanças de estrutura do amido, das proteínas e das gorduras.

As farinhas possuem partículas com aproximadamente 3 mm de diâmetro. São obtidas através da moagem de grãos e de misturadas homogênea de outras matérias-primas, sem utilizar nenhum processo de humidificação. Os alimentos concentrados granulados comerciais têm partículas com 5-7 mm de diâmetro. São produzidos a partir de farinhas que, ao serem colocadas na prensa, devem ser submetidas a temperaturas de 85-90°C, durante 20 segundos. Os grânulos, ao serem retirados da prensa, devem ser rapidamente arrefecidos com recurso a ar frio, até atingirem 10°C abaixo da temperatura ambiente e assim permanecerem durante 15 minutos.

Os alimentos concentrados granulados apresentam as seguintes vantagens em relação aos alimentos concentrados em farinhas: aumento da ingestão voluntária de alimento (por facilitar a apreensão dos alimentos e não “empapstar” no bico), diminuição do número de agentes de contaminação microbiana (causada pelas temperaturas elevadas durante a granulação) e da selectividade (consequência da menor segregação ou separação dos diferentes ingredientes), melhoria da eficiência alimentar (devido ao processo de gelatinização, com melhor aproveitamento dos nutrientes), do ganho de peso, do efeito extra calórico (maior disponibilização de energia resultante da gelatinização do amido) e redução dos custos de transporte (em razão do aumento do peso específico em cerca de 16%). A granulação aumenta ainda a digestibilidade de alguns nutrientes, causada por acção mecânica e pelas elevadas temperaturas. Como desvantagens apresentam custos de elaboração mais elevado (o processo utiliza humidade, calor e pressão) e necessitam de 50% a mais de vitaminas (por causa das perdas resultantes do processamento).

Em comparação com a extrusão e a expansão, a granulação é um processamento industrial que necessita de menores investimentos em equipamentos (Figura 6.3). Além de melhorar a solubilidade do amido, a granulação pode solubilizar parte da fracção fibrosa da dieta, reduzindo o tempo que o alimento passa na moela (diminuição do peso da moela e do intestino), aumentando a viscosidade da digesta no intestino delgado (que resulta no aumento do peso do fígado das aves) e melhorando a eficiência do tracto digestivo.



FIGURA 6.3 – Exemplo de granuladora usada na produção de alimentos concentrados.

Os alimentos concentrados extrudidos são sujeitos a um processo de cozedura a temperaturas elevadas, sob pressão e humidade controlada. Durante a extrusão ocorre a hidratação das matérias-primas, a sua mistura, o seu tratamento térmico, a gelatinização do amido, a desnaturação das proteínas e a destruição de microrganismos e de alguns componentes tóxicos. Durante o processo de extrusão, a forma física do amido presente nas matérias-primas cruas altera-se, desaparecendo a sua estrutura granular e cristalina e tornando-se, total ou parcialmente, em matéria gelatinosa. Esta gelatinização torna-o mais digestível, o que possibilita um melhor aproveitamento da energia do amido. Os processos hidrotérmicos podem ainda favorecer a utilização de alimentos ricos em fibras por parte das aves. Assim, por exemplo, a extrusão é eficaz na solubilização de moléculas como os polissacáridos não-amiláceos, o que resulta na redução do factor anti-nutricional da fibra.



FIGURA 6.4 – Exemplo de extrusora usada na produção de alimentos concentrados.

A extrusão é um processo considerado caro devido aos custos associados ao equipamento, à mão-de-obra e à produção do alimento concentrado (electricidade, matérias-primas, entre outros) (Figura 6.4). Relativamente à granulação, a principal diferença diz respeito à temperatura a que as matérias-primas são processadas.

A tecnologia *expander* resulta da aplicação de temperatura, de humidade e de pressão num curto período de tempo, sem alterar a forma física do alimento concentrado (Figura 6.5). Esta tecnologia é utilizada no fabrico de alimentos concentrados comerciais estruturados, sem necessidade de reduzir o tamanho das partículas. Os efeitos positivos desta tecnologia sobre a taxa de absorção dos nutrientes continuam a ser alvo de discussão. Os alimentos concentrados termicamente processados resultam numa menor utilização de alguns nutrientes. As farinhas não expandidas promovem um aumento da sua superfície de contacto com as vilosidades do intestino e um maior transporte activo de glicose no jejuno do que as farinhas expandidas.

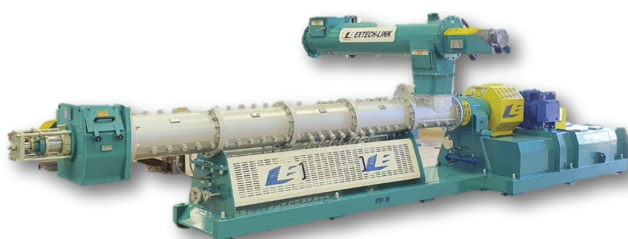


FIGURA 6.5 – Exemplo de equipamento *expander* usado na produção de alimentos concentrados.

3. EQUIPAMENTOS E ACESSÓRIOS DE UMA FÁBRICA DE ALIMENTOS CONCENTRADOS

Os equipamentos e os acessórios básicos necessários ao funcionamento de uma pequena ou média fábrica de alimentos concentrados são: moinho (tritador de grãos), misturadora, balanças, gerador, extintores de incêndio, relógio e estrados de madeira. Nas grandes fábricas acrescem os seguintes equipamentos: transportadores, silos, misturadora de melaço, granuladoras e ensacadoras.

3.1. MOINHO

Geralmente são utilizados moinhos de martelo, constituídos por peneiras com diversas granulometrias para triturar os grãos de milho (ou outra matéria-prima), com o objectivo de facilitar a digestibilidade dos nutrientes contidos nos grãos (Figura 6.6). Os moinhos de maior capacidade utilizam motores eléctricos de 10 a 15 CV (rede trifásica).

Para facilitar as operações na fábrica, recomenda-se a instalação do moinho próximo da misturadora. A tritadora deve dispor de um íman na entrada do moinho para capturar peças de metal (como pregos ou fragmentos de ferro) que possam danificar a peneira.

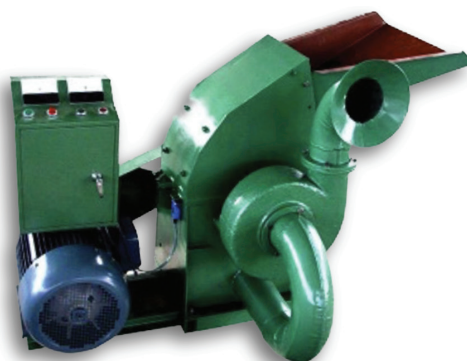


FIGURA 6.6 – Exemplo de moinho usados na produção de alimento concentrado.

3.2. MISTURADORA

É o equipamento utilizado na homogeneização das matérias-primas (Figura 6.7). Nas pequenas e médias fábricas são utilizadas, normalmente, misturadoras do tipo vertical, com sem-fim (rosca). O tempo de mistura é de 12-15 minutos. Se a misturadora for vertical, com dois sem-fins, o tempo de mistura é de 5-8 minutos. Nas grandes fábricas utilizam-se misturadoras do tipo horizontal e contínuo, cujo tempo de mistura é de 4-5 minutos. É imprescindível que a misturadora disponha de fio terra, de modo a impedir a formação de electricidade estática no seu interior e, consequentemente, a atracção entre partículas menores e o incorrecto balanceamento dos alimentos concentrados.



FIGURA 6.7 – Exemplo de misturadora usada na produção de alimentos concentrados.

3.3. BALANÇAS

Devem existir balanças com escala adequada à pesagem das matérias-primas (Figura 6.8). A maioria das matérias-primas deve ser pesada em balanças grandes, com sensibilidade a 100 gramas. Os suplementos vitamínicos e minerais e os aditivos (presentes em menores quantidades) devem ser pesados em balanças mais pequenas, do tipo digital.

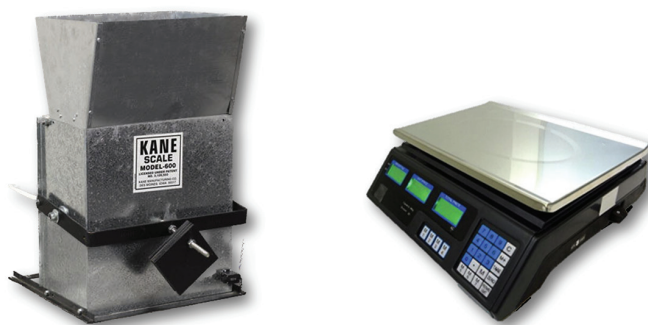


FIGURA 6.8 – Exemplos de tipos de balanças usadas na produção de alimentos concentrados.

3.4. ACESSÓRIOS

A fábrica deve dispor de um gerador, a fim de suprir eventuais faltas de energia eléctrica. A falta de energia eléctrica compromete, particularmente, o funcionamento do moinho (trituração dos grãos).

Devem existir na fábrica, estrategicamente colocados, extintores de incêndio para equipamentos eléctricos. A presença de um relógio é importante para controlar os tempos de mistura.

A granulação e a extrusão, ainda que exijam equipamentos mais onerosos, podem ser feitas em pequenas e médias propriedades rurais.

4. RECEPÇÃO DE MATÉRIAS-PRIMAS

Na fábrica, geralmente, os ingredientes são manuseados a granel e em grandes quantidades. A qualidade dos ingredientes deve ser avaliada através de análises físico-sensoriais, químicas e biológicas. Ainda que existam diferenças funcionais entre as fábricas e as explorações, o tempo que normalmente se dispõe para analisar os ingredientes e formular o alimento concentrado é sempre reduzido. Assume-se então que a sua qualidade é aceitável e adicionam-se margens de segurança nas fórmulas. Trata-se de um procedimento desaconselhável, dado que resulta, frequentemente, em elevados custos económicos.

O funcionário responsável pela recepção dos ingredientes deve estar preparado para avaliar a sua qualidade e estar mandatado para, se necessário, impedir a sua descarga. As propriedades dos ingredientes devem ser imediatamente relatadas ao responsável da fábrica ou da exploração. Algumas empresas verificam a qualidade dos ingredientes nas instalações do fornecedor. Contudo, esta verificação não garante a qualidade na recepção, pois podem ocorrer mudanças de vária ordem após a inspecção.

Na recepção de matérias-primas devem ser observados os seguintes cuidados:

- 1) Verificar a quantidade, a qualidade e o seu estado;
- 2) Os locais de armazenamento devem garantir protecção contra ratos, pássaros e insectos;
- 3) Acondioná-las em estrados de madeira com uma altura de 20 cm;
- 4) Organizar a sua utilização e a dos alimentos concentrados, de modo que a primeira a entrar seja a primeira a sair, mantendo o stock sempre renovado. Este processo denomina-se de PEPS.

No armazenamento do milho devem ser observados os seguintes cuidados:

- 1) Armazená-lo em instalações secas, arejadas e com piso livre de humidade;
- 2) Não pode ter mais de 12% de humidade;
- 3) Não possuir mais de 7% de grãos partido e materiais estranhos (palhas, etc.);
- 4) Não possuir fungos;
- 5) Em relação à granulometria, admite-se uma retenção de até 2% na peneira de 3 mm. Grãos de maiores dimensões tornam as aves mais selectivas (devido ao seu brilho), causando o consumo não balanceado do alimento concentrado. Por seu turno, o milho muito fino tende a formar uma pasta no bico das aves, o que condiciona o consumo do alimento concentrado;
- 6) Depois de moído, o milho não pode ser armazenado por mais de 72 horas;
- 7) Não armazenar o milho próximo de adubos, herbicidas, insecticidas ou outros materiais considerados tóxicos.

5. PRÉ-MISTURA

Na pré-mistura de suplementos vitamínicos e minerais e de aditivos utiliza-se uma misturadora do tipo Y ou V para melhor homogeneização (Figura 6.9). Contudo, na sua ausência, a pré-mistura pode ser feita com recurso a um saco plástico resistente, com capacidade de até 10 kg, utilizando-se como veículo o farelo de soja moído. Este processo deve ser realizado revolvendo o saco várias vezes até tornar homogênea a pré-mistura. O sal comum refinado não deve ser incluído na pré-mistura, dado que promove a oxidação das vitaminas lipossolúveis.



FIGURA 6.9 – Exemplo de misturadora em Y.

Outra forma de realizar a pré-mistura passa pela utilização de uma misturadora rústica, feita com um tambor de plástico alimentar, com um eixo e rolamentos nas extremidades, para que possa ser facilmente virado (Figura 6.10). A adição dos suplementos é feita através de uma abertura (com tampa) feita no centro do tambor.



FIGURA 6.10 – Misturadora artesanal para preparação de alimentos concentrados.

6. MISTURA DE MATÉRIAS-PRIMAS SEM ADIÇÃO DE ÓLEOS VEGETAIS

Antes de serem misturadas, as matérias-primas devem ser pesadas e preparadas. Nas fábricas de pequena e média dimensão, a adição das matérias-primas na misturadora vertical, já em funcionamento, deve obedecer à seguinte sequência:

- 1) Colocar metade da quantidade do milho;
- 2) Adicionar metade do farelo de soja;
- 3) Adicionar a pré-mistura;
- 4) Adicionar as matérias-primas de origem vegetal (por exemplo, o farelo de trigo);
- 5) Adicionar o sal comum refinado;
- 6) Adicionar as matérias-primas de alta densidade (calcário, fosfato bicálcico e farinha de ostra) ou farinha de carne e de ossos;
- 7) Adicionar a restante metade do milho;
- 8) Adicionar a restante metade do farelo de soja (deve-se descontar a quantidade de farelo de soja utilizado na pré-mistura);
- 9) Abrir a válvula de circulação durante algum tempo para homogeneizar a mistura;
- 10) Cronometrar o tempo de mistura.

7. MISTURA DE MATÉRIAS-PRIMAS COM ADIÇÃO DE ÓLEOS VEGETAIS

Antes de colocar as matérias-primas na misturadora, os procedimentos são os mesmos adoptados antes de criar uma mistura sem adição de óleo vegetal. Contudo, a sequência da adição de matérias-primas é diferente:

- 1) Colocar metade do farelo de soja;
- 2) Adicionar lentamente o óleo vegetal ao farelo de soja, para que o mesmo o absorva;
- 3) Adicionar metade do milho;
- 4) Adicionar a pré-mistura;
- 5) Adicionar as matérias-primas de origem vegetal (por exemplo, o farelo de trigo);
- 6) Adicionar o sal comum refinado;
- 7) Adicionar as matérias-primas de alta densidade (calcário, fosfato bicálcico e farinha de ostra) ou farinha de carne e de ossos;
- 8) Adicionar a restante metade do milho;
- 9) Adicionar a restante metade do farelo de soja (deve-se descontar a quantidade de farelo de soja utilizado na pré-mistura);
- 10) Abrir a válvula de circulação por algum tempo para homogeneizar a mistura;
- 11) Cronometrar o tempo de mistura.

8. RETIRAR O PODUTO MISTURADO DA MISTURADORA

Retirada a mistura da misturadora, esta deve ser pesada e acondicionada em sacos devidamente identificados (idade, aptidão, fase, sexo, exploração, entre outras). É importante verificar o peso, uma vez que não deve ficar na misturadora mais do que 0,2% da sua capacidade total. Assim, por exemplo, uma misturadora com uma capacidade de 500 kg só deve reter no seu interior, no máximo, 1 kg de mistura (0,2% de 500 kg).

9. PRAZO DE VALIDADE DO ALIMENTO CONCENTRADO

Depois de ensacado, o alimento concentrado deve ser consumido o mais rapidamente possível, uma vez que os resultados produtivos tendem a piorar com o tempo, particularmente quando as condições de armazenamento são adversas (humidade, má ventilação, etc.). De um modo geral, o alimento concentrado tem uma validade de até 90 dias.

10. CUIDADOS COM OS EQUIPAMENTOS E MISTURAS

Os equipamentos devem ser periodicamente limpos para evitar focos de contaminação, particularmente de fungos e de insectos, que comprometam a qualidade do alimento concentrado.

Nos alimentos concentrados para aves não se deve utilizar suplementos (vitamínicos e minerais e aditivos) de outras espécies (por exemplo, de equinos), uma vez que estes podem causar problemas de intoxicação e existir incompatibilidade entre produtos.

11. PRODUÇÃO DE ALIMENTOS CONCENTRADOS SEM MISTURADORA

Nas pequenas explorações, sem uma misturadora, as farinhas permitem a produção, no máximo, de 100 kg de alimentos concentrados. O local deve possuir uma área de 3 x 3 metros (9 m²) e ser demarcado por uma fiada de tijolos (8 furos) em pé, fechando um quadrado. O piso deve ser de cimento queimado, limpo e seco. O processo de mistura deve cumprir os seguintes passos:

- 1) Pesar a matéria-prima prevista em maior quantidade na fórmula e espalhá-la sobre o piso, formando uma camada uniforme;
- 2) Pesar a segunda matéria-prima mais comum na fórmula e distribuí-la sobre a primeira, formando igualmente uma camada uniforme;
- 3) Proceder da mesma maneira com todas as demais matérias-primas incluídas na fórmula;
- 4) As matérias-primas uniformemente distribuídas em camadas devem ser revirados com uma pá, de um lado para o outro, 10-12 vezes, até se obter uma mistura uniforme.

12. ASPECTOS A NÃO DESCURAR NA FORMULAÇÃO E PRODUÇÃO DE ALIMENTOS CONCENTRADOS

As fábricas de produção de alimentos concentrados devem ter um técnico responsável, especialista em nutrição animal. Ele deve orientar, executar e decidir sobre todos os procedimentos, da aquisição das matérias-primas à avaliação do desempenho dos animais com eles alimentados. Há que controlar, em permanência, os stocks de matérias-primas e recolher periodicamente amostras para a realização de análises bromatológicas.

Devem ser seguidas, rigidamente, todas as medidas de segurança, particularmente no que concerne ao uso do moinho e da misturadora.

13. MODELOS DE ALIMENTOS CONCENTRADOS PARA AVES

A possível composição de alguns alimentos concentrados para aves é a seguir apresentada, em função da genética e da aptidão produtiva (carne, ovos e reprodução) (Quadros 6.1 a 6.6). Na formulação das dietas para os diferentes tipos de ave (frangos de carne, galinhas poedeiras ou frangas de reposição), as exigências nutricionais podem ser consultadas nos manuais das linhagens genéticas, no NRC, INRA, nas tabelas brasileiras para aves ou em publicações de investigação/experimentação.

QUADRO 6.1 – Fórmula de alimento concentrado para frangos de carne em lote misto (machos e fêmeas) confinados (1-42 dias) (Adaptado de: Cruz e Rufino, 2017).

Fases Ingredientes	Inicial (1-22 dias)	Crescimento (22-33 dias)	Acabamento (34-42 dias)
Milho (7,87%)	54,4578	63,3019	66,1047
Farelo de soja (46%)	35,1898	30,0600	27,4122
Calcário calcítico	0,9767	1,1859	1,1048
Fosfato bicálcico	1,8820	1,3756	1,236
Sal comum	0,3500	0,3500	0,3500
DL-Metionina (99%)	0,1618	0,0373	0,0567
Suplemento vitamínico/mineral	0,5000 ¹	0,5000 ²	0,5000 ³
Óleo de soja	3,4818	3,1893	3,3479
Total	100,00	100,00	100,00
Níveis Nutricionais			
Energia metabolizável (Kcal/kg)	3.050,00	3.100,00	3.150,00
Proteína bruta (%)	21,0000	19,0000	18,0000
Cálcio (%)	0,9600	0,9000	0,8000
Metionina + cistina (%)	0,8000	0,6304	0,6250
Metionina total (%)	0,6000	0,3350	0,3414
Fósforo disponível (%)	0,4500	0,3500	0,3000
Sódio (%)	0,1575	0,1576	0,1577

É importante destacar que a dieta deve ser formulada em cada estabelecimento avícola, considerando os ingredientes disponíveis, o seu custo de aquisição e qualidade (deve-se fazer uma análise dos teores nutricionais presentes nos mesmos antes de formular o alimento concentrado), a aptidão das aves, o objetivo produtivo que se pretende obter (produção máxima, média ou regular), os níveis máximos de inclusão, a composição e os níveis de suplementação do pre-mix mineral e vitamínico, entre outros aspectos. Só desta maneira é possível reduzir os custos de produção do alimento concentrado e alcançar o desempenho produtivo.

QUADRO 6.2 – Fórmula de alimento concentrado para frangos de carne de crescimento lento, em lote misto, e semi-confinados (1-90 dias) (Adaptado de: Cruz e Rufino, 2017).

Fases Ingredientes	Inicial (1-28 dias)	Crescimento (29-70 dias)	Acabamento (71-90 dias)
Milho (7,87%)	54,5975	64,1304	68,7038
Farelo de soja (46%)	38,8051	28,5698	24,4592
Calcário calcítico	1,0609	0,9726	0,8834
Fosfato bicálcico	1,8177	1,6144	1,3782
Sal comum	0,3500	0,3500	0,3500
DL-Metionina (99%)	0,0927	0,0464	0,0438
Suplemento vitamínico/mineral	0,5000 ¹	0,5000 ²	0,5000 ³
Óleo de soja	4,7761	3,8163	3,6816
Total	100,00	100,00	100,00
Níveis Nutricionais			
Energia metabolizável (Kcal/kg)	3.100,00	3.150,00	3.200,00
Proteína bruta (%)	21,0000	18,0000	16,5000
Cálcio (%)	0,9500	0,8500	0,7500
Metionina + cistina (%)	0,7431	0,6263	0,5831
Metionina total (%)	0,4000	0,3200	0,3000
Fósforo disponível (%)	0,4500	0,4000	0,3500
Sódio (%)	0,1572	0,1575	0,1576

Os alimentos concentrados devem ser formulados de modo a atenderem as exigências em aminoácidos digestíveis descritos para cada categoria de aves. Caso se utilizem alimentos alternativos, como, por exemplo, farinha de batata doce, raspa integral de mandioca, entre outros, cujos valores de digestibilidade não estão descritos na literatura, os alimentos concentrados devem ser formulados para atender as exigências em aminoácidos totais.

QUADRO 6.3 - Fórmula de alimento concentrado para galinhas poedeiras comerciais leves
(Adaptado de : Cruz e Rufino, 2017).

Fases Ingredientes	Inicial (0-6 semanas)	Cria (7-12 semanas)	Recria (13-18 semanas)	Postura1 (19-40 semanas)	Postura2 (41-80 semanas)
Milho (7,87%)	66,9299	66,7441	65,7674	64,0721	61,6167
Farelo de soja (46%)	27,9703	26,2691	23,0989	23,3524	25,9786
Calcário calcítico	1,9643	4,1672	8,1889	9,6012	9,7688
Fosfato bicálcico	2,1530	1,9442	1,9802	1,9830	1,6935
Sal comum	0,3500	0,3500	0,3500	0,3500	0,3500
DL-Metionina (99%)	0,1324	0,0255	0,1147	0,1412	0,0922
Suplemento vitamínico/mineral	0,5000 ¹	0,5000 ²	0,5000 ³	0,5000 ³	0,5000 ³
Óleo de soja	-	-	-	-	-
Total	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
Níveis Nutricionais					
Energia metabolizável (Kcal/kg)	2.900,00	2.850,00	2.750,00	2.699,73	2.673,45
Proteína bruta (%)	18,0000	17,5000	16,0000	16,0000	17,0000
Cálcio (%)	1,3552	2,5121	3,6666	4,1000	4,2000
Metionina + cistina (%)	0,7100	0,5815	0,6261	0,6500	0,6270
Metionina total (%)	0,4060	0,3040	0,3700	0,3952	0,3600
Fósforo disponível (%)	0,5000	0,4500	0,4500	0,4500	0,4000
Sódio (%)	0,1579	0,1576	0,1567	0,1564	0,1565

Nos alimentos concentrados com teores de óleos mais elevados devem ser incorporados antioxidantes e sequestrantes de micotoxinas para evitar problemas com micotoxinas. Deve-se ficar atento a composição dos premixes vitamínicos/minerais, uma vez que eles podem incluir nas suas formulações antioxidantes, sequestrantes de micotoxinas, antibióticos promotores de crescimento, anticoccidianos, aminoácidos sintéticos, enzimas, entre outros aditivos, os quais devem ser tidos em conta quando da formulação do alimento concentrado. Assim, por exemplo, se o premix contiver a enzima fitase, que disponibiliza o fósforo fítico dos ingredientes vegetais), pode-se economizar na inclusão de outras fontes de fósforo, como, por exemplo, o fosfato bicálcico.

QUADRO 6.4 – Fórmula de alimento concentrado para galinhas poedeiras comerciais semipesadas (Adaptado de : Cruz e Rufino, 2017).

Fases Ingredientes	Inicial (0-6 semanas)	Cria (7-12 semanas)	Recria (13-18 semanas)	Postura1 (19-40 semanas)	Postura2 (41-80 semanas)
Milho (7,87%)	68,7580	71,7209	67,4350	63,8314	63,6416
Farelo de soja (46%)	26,8050	24,2614	22,8176	24,1506	24,1204
Calcário calcítico	1,2026	1,1215	6,8059	9,1460	9,5866
Fosfato bicálcico	2,2024	1,9488	1,9777	1,9382	1,6689
Sal comum	0,3500	0,3500	0,3500	0,3500	0,3500
DL-Metionina (99%)	0,1820	0,0974	0,1138	0,0838	0,1326
Suplemento vitamínico/mineral	0,5000 ¹	0,5000 ²	0,5000 ³	0,5000 ³	0,5000 ³
Óleo de soja	-	-	-	-	-
Total	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
Níveis Nutricionais					
Energia metabolizável (Kcal/kg)	2.938,02	2.976,62	2.800,00	2.706,70	2.702,05
Proteína bruta (%)	18,0000	17,0000	16,0000	16,0000	16,0000
Cálcio (%)	1,1000	1,0000	3,1441	4,0000	4,1000
Metionina + cistina (%)	0,7500	0,6435	0,6272	0,6027	0,6500
Metionina total (%)	0,4657	0,3700	0,3700	0,3300	0,3778
Fósforo disponível (%)	0,5000	0,4500	0,4500	0,4500	0,4000
Sódio (%)	0,1581	0,1581	0,1570	0,1565	0,1565

Infelizmente os níveis de micotoxinas presentes nos grãos varia muito, pelo que os seus efeitos sobre o desempenho produtivo das aves também são variáveis. Na fase final de criação de frangos de carne é importante atentar à não utilização de antibióticos promotores de crescimento no alimento concentrado, para não deixar resíduos na carcaça.

QUADRO 6.5 – Fórmula de alimento concentrado para reprodutoras leves (Adaptado de : Cruz e Rufino, 2017).

Fases Ingredientes	Inicial (0-6 semanas)	Cria (7-12 semanas)	Recria (13-18 semanas)	Postura1 (19-40 semanas)	Postura2 (41-80 semanas)
Milho (7,87%)	66,9299	66,7441	65,7674	64,9093	62,1348
Farelo de soja (46%)	27,9703	26,2691	23,0989	23,2119	25,8913
Calcário calcítico	1,9643	4,1672	8,1889	8,8068	9,2392
Fosfato bicálcico	2,1530	1,9442	1,9802	1,9818	1,6928
Sal comum	0,3500	0,3500	0,3500	0,3500	0,3500
DL-Metionina (99%)	0,1324	0,0255	0,1147	0,1402	0,0920
Suplemento vitamínico/mineral	0,5000 ¹	0,5000 ²	0,5000 ³	0,6000 ³	0,6000 ³
Óleo de soja	-	-	-	-	-
Total	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
Níveis Nutricionais					
Energia metabolizável (Kcal/kg)	2.900,00	2.850,00	2.750,00	2.724,81	2.688,98
Proteína bruta (%)	18,0000	17,5000	16,0000	16,0000	17,0000
Cálcio (%)	1,3552	2,5121	3,6666	3,9000	4,0000
Metionina + cistina (%)	0,7100	0,5815	0,6261	0,6500	0,6273
Metionina total (%)	0,4060	0,3040	0,3700	0,3947	0,3600
Fósforo disponível (%)	0,5000	0,4500	0,4500	0,4500	0,4000
Sódio (%)	0,1579	0,1576	0,1567	0,1566	0,1566

O período de carência dos antibióticos promotores de crescimento, ou seja, o período mínimo de tempo que as aves devem ficar sem os ingerir para que não deixem resíduos na carcaça (no momento do abate), deve ser sempre escrupulosamente respeitado.

QUADRO 6.6 – Fórmula de alimento concentrado para reprodutoras semipesadas (Adaptado de : Cruz e Rufino, 2017).

Fases Ingredientes	Inicial (0-6 semanas)	Cria (7-12 semanas)	Recria (13-18 semanas)	Postura1 (19-40 semanas)	Postura2 (41-80 semanas)
Milho (7,87%)	68,7580	71,7209	67,4350	63,6071	63,5378
Farelo de soja (46%)	26,8050	24,2614	22,8176	24,1895	24,0732
Calcário calcítico	1,2026	1,1215	6,8059	9,2310	9,5864
Fosfato bicálcico	2,2024	1,9488	1,9777	1,9385	1,6698
Sal comum	0,3500	0,3500	0,3500	0,3500	0,3500
DL-Metionina (99%)	0,1820	0,0974	0,1138	0,0839	0,1828
Suplemento vitamínico/mineral	0,5000 ¹	0,5000 ²	0,5000 ³	0,6000 ³	0,6000 ³
Óleo de soja	-	-	-	-	-
Total	100,00	100,00	100,00	100,00	100,00
Níveis Nutricionais					
Energia metabolizável (Kcal/kg)	2.938,02	2.976,62	2.800,00	2.700,00	2.700,00
Proteína bruta (%)	18,0000	17,0000	16,0000	16,0000	16,0000
Cálcio (%)	1,1000	1,0000	3,1441	4,0322	4,1000
Metionina + cistina (%)	0,7500	0,6435	0,6272	0,6026	0,6988
Metionina total (%)	0,4657	0,3700	0,3700	0,3300	0,4271
Fósforo disponível (%)	0,5000	0,4500	0,4500	0,4500	0,4000
Sódio (%)	0,1581	0,1581	0,1570	0,1565	0,1565

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aho, P.W., 2002. Feed and the poultry industry. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..

Bellaver, C., 2002. Uso de resíduos de origem animal na alimentação de frangos de corte. In: III Simpósio Brasil Sul de Avicultura, Chapecó, Brasil, 6-22.

Cruz, F.G.G. e Rufino, J.P.F., 2017. Formulação e fabricação de rações (aves, suínos e peixes). EDUA – Editora da Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Brasil, 102 pp..

EMPARN, 2002. Geração e transferência de tecnologia sobre manejo e produção de ave caipira na pequena propriedade rural. Natal, Brasil, 21 p..

López, H., 2005. Con concentrados caseros mejore la alimentación de sus aves y aumente la producción. PESA, Série de divulgação, FAO, SAG e AECL, Tegucigalpa, Honduras, 1-8 pp..

Melo, A.S., J.P.A.F. de, Oliveira, V.R.M., Dias, F.K.D., Fernandes, R.T.V., Marinho, J.B.M., Souza, R.F. de, Filho, C.A.S., Souza, A.O.V. e Arruda, A.M.V. de, 2016. Formas físicas de utilização de rações para aves. *PubVet*, **10** (2), 173-178.

NRC, 1994. Nutrient Requirements of Poultry. 9ª edição, Subcommittee on Poultry Nutrition, National Research Council, National Academies Press, Washington, EUA, 176 pp..

Rostagno, H.S., Albino, L.F.T., Hannas, M.I., Donzele, H.S., Sakomura, N.K., Perazzo, F.G., Saraiva, A., Teixeira, M.L., Rodrigues, P.B., Oliveira, R.F. de, Barreto, S.L.T. e Brito, C.O., 2017. Tabelas brasileiras para aves e suínos: composição de alimentos e exigências nutricionais. 4ª Edição, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, Brasil, 488 pp..



7.

REPRODUÇÃO NOS GALINÁCEOS

RAMIRO VALENTIM¹, PAULO AFONSO¹, HÉLDER QUINTAS¹

¹ Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal.

A reprodução é o processo através do qual se formam novos indivíduos a partir do emparelhamento de um macho e de uma fêmea da mesma espécie. Da união do gameta masculino (espermatozóide; SPZ) com o gameta feminino (oócito II) forma-se o ovo ou zigoto que dá origem ao novo organismo.

Os aparelhos genitais masculino e feminino, para além de produzirem gametas, são responsáveis pela secreção de esteróides sexuais – progesterona, androgénios e estrogénios. Estas hormonas são responsáveis pelo determinismo sexual, pelo dimorfismo sexual e pelas características produtivas de cada sexo.

As aves são animais ovíparos, pelo que a sua anatomia e fisiologia diferem significativamente das dos mamíferos. Contudo, tal como na maioria das espécies domesticadas, são denominadas de reprodutores de “dias crescentes” ou de “dias longos”.

1. FOTOPERÍODO

Nas regiões temperadas, o fotoperíodo é o estímulo ambiental com maior impacto sobre a reprodução das aves (Figura 7.1). A luz acerta o relógio biológico interno central e estimula a actividade reprodutiva. Por seu turno, o crepúsculo sincroniza os ciclos ovários que resultam na produção de ovos. Noutras regiões do globo, nomeadamente na tropical e subtropical, a actividade reprodutiva é desencadeada por outros factores: migrações, condições climáticas, particularmente de pluviosidade, disponibilidades naturais de alimentos e condição corporal.

Nas aves, o relógio biológico interno central (sistema circadiano multioscilar) envolve a retina, os núcleos supraquiasmáticos do hipotálamo (marcador de ritmo) e a glândula pineal. Este relógio regula muitos mecanismos fisiológicos, incluindo a actividade reprodutiva, via, secreção da Hormona Libertadora de Gonadotropinas (GnRH), de gonadotropinas e de progesterona e a postura. Todavia, algumas aves conseguem gerar um ritmo circadiano assente noutros factores ambientais tais como: temperatura do ar, alimentação, sons e relações sociais.

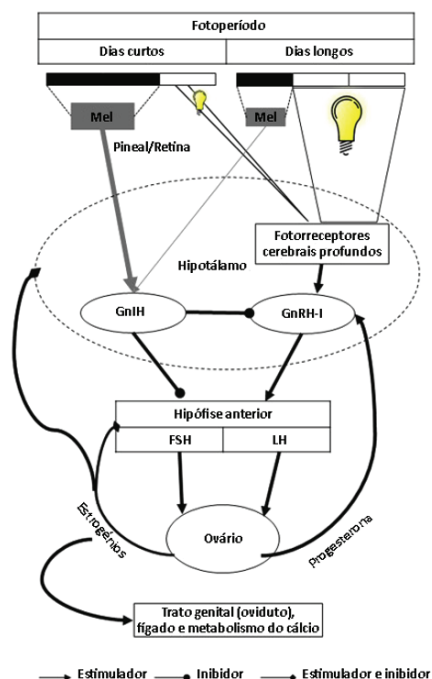


FIGURA 7.1 – Mecanismos de acção do fotoperíodo sobre o funcionamento do eixo hipotálamo-hipófise-gônadas (Segundo Bedécarrats e Hanlon, 2017).

Legenda: melatonina (Mel), Hormona inibidora de Gonadotropinas (GnIH), Hormona Libertadora de Gonadotropinas-I (GnRH-I), Hormona Folículo-Estimulante (FSH) e Hormona Luteinizante (LH).

Na maioria das espécies domesticadas, os denominados “dias longos”, em que a duração do período diário de luz é superior a 12 horas, estimulam a actividade reprodutiva. Nas aves, o regime luminoso não é percebido de forma contínua. A luz tem de estar presente na fase de fotossensibilidade que é estabelecida pelo momento do amanhecer (ou ligar das luzes) e que tem início, segundo diferentes autores, cerca de 11-15 ou 12 horas depois. Entretanto, as luzes até podem ter estado desligadas. Este período de sensibilidade repete-se diariamente.

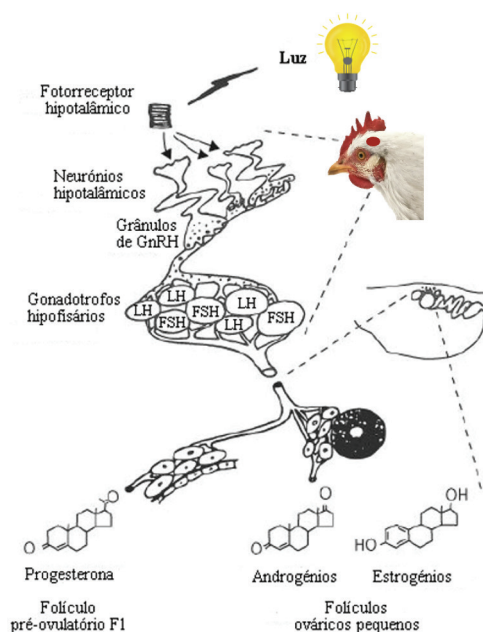


FIGURA 7.2 – A luz condiciona o funcionamento do eixo hipotálamo-hipofisário-gônadas (Segundo Etches, 1996).

Os fotorreceptores hipotalâmicos activam os neurónios secretores da Hormona Libertadora de Gonadotrofinas (GnRH). Esta é libertada para os vasos do sistema porta-hipofisário e é transportada até à hipófise. Esta segrega as gonadotropinas – Hormona Folículo-Estimulante (FSH) e Hormona Luteinizante (LH). Estas hormonas estimulam os testículos ou os ovários e promovem a libertação de esteróides sexuais.

A resposta das aves à luz depende da sua história fotoperiódica. O hipotálamo percebe variações na duração do período diário de luz. Assim, por exemplo, um regime fotoperiódico de 13:11 horas de luz:escuridão pode ter um efeito estimulador ou inibidor, dependendo da exposição pregressa das aves. Quando elas percebem que o fotoperíodo é crescente, o efeito é estimulador. Pelo contrário, a percepção de um fotoperíodo decrescente leva à regressão foto-induzida. A exposição prolongada a um fotoperíodo de “dias longos” resulta na instalação de um estado **fotorrefractário absoluto**, ou seja, na incapacidade deste regime fotoperiódico continuar a estimular a actividade reprodutiva. É então necessário expor, temporariamente, as aves a um regime fotoperiódico de “dias curtos”, durante 40-60 dias, para que elas possam readquirir a fotossensibilidade aos “dias longos”.

1.1. SECREÇÃO DE HORMONA ESTIMULADORA DA TIRÓIDE

Nas aves, a tiróide desempenha um papel muito importante na regulação da resposta ao fotoperíodo. As suas hormonas podem promover o desenvolvimento gonadal. Contudo, quando os níveis circulantes destas hormonas são muito elevados eles suprimem a actividade reprodutiva.

As hormonas tiroideas são necessárias ao desenvolvimento do **estado fotorrefractário**. Na sua ausência, os regimes fotoperiódicos de “dias longos” continuam a estimular a actividade reprodutiva. A fotorrecepção hipotalâmica afeta a produção da Hormona Estimuladora da Tiróide (TSH) a partir de pars tuberalis da hipófise. Nos “dias longos” há um aumento da concentração hipotalâmica de deiodinase tipo 2, que aumenta a síntese local de triiodotironina (T3). Os elevados níveis circulantes de T3 parecem causar alterações

2.2. NAS FRANGAS

As frangas comerciais atingem a puberdade com cerca de 18-20 semanas de vida. Contudo, nem todas começam a pôr ovos de imediato. Nos dois meses seguintes, a percentagem de fêmeas que põem um ovo por dia tende a aumentar progressivamente (até aos 90%). Depois, à medida que envelhecem, esta percentagem tende a diminuir gradualmente. A curva ideal de postura corresponde à produção máxima de ovos, que deve ser atingida o mais precocemente possível (Figura 7.4).

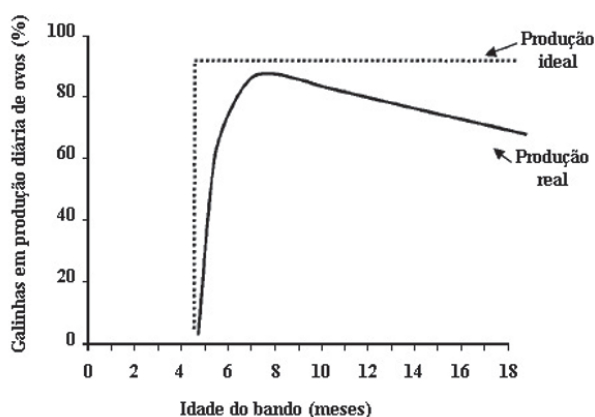


FIGURA 7.4 – Variação da produção de ovos com a idade (Squires, 2003).

Os primeiros ovos postos pelas frangas são pequenos. O tamanho inicial dos ovos é condicionado pela genética, pela idade, pelo estado nutricional, pelo peso corporal e pelo fotoperíodo.

3. CONTROLO HORMONAL DA ACTIVIDADE REPRODUTIVA NAS GALINHAS

3.1. SECREÇÃO DE GnRH

Nas aves, tal como nos demais vertebrados, a actividade reprodutiva é controlada pelo eixo hipotálamo-hipófise-gónadas, particularmente pela acção estimuladora da GnRH. Este eixo exerce os seus efeitos a dois níveis: medeia as respostas reprodutivas de curto prazo – pulso pré-ovulatório de LH e primeiro dia da resposta hormonal à fotoestimulação – e medeia as respostas a longo prazo dos sinais da maturidade, de factores ambientais (fotoperíodo e disponibilidade de alimento) e comportamentais e da expressão do comportamento de incubação.

Nas galinhas existem duas formas de GnRH, ainda que a GnRH-I seja a mais prevalente. A imunização contra a GnRH-I, mas não contra a GnRH-II, inibe a ovulação. A Hormona Inibidora de Gonadotropinas (GnIH) inibe a secreção hipotalâmica de GnRH-I e de GnRH-II. A melatonina estimula a secreção da GnIH. Os neurónios secretores desta hormona projectam os seus axónios até à eminência mediana e inibem a síntese e a libertação das gonadotropinas hipofisárias.

A maioria dos neurónios secretores de GnRH projecta os seus axónios até à eminência mediana, onde a lançam no sistema sanguíneo porta. Ela é então transportada até à hipófise anterior onde estimula os gonadotrofos a sintetizar e a segregar gonadotropinas – Hormona Folículo-Estimulante (FSH) e Hormona Luteinizante (LH) – e os lactotrofos a secretar o péptido intestinal vasoactivo (VIP), responsável pela secreção de prolactina (PRL). Por seu turno, as gonadotropinas estimulam a secreção gonadal de esteróides sexuais – progesterona, androgénios e estrogénios. Pequeníssimas diferenças nas funções hipotalâmica ou hipofisária (ou em ambas) podem afectar significativamente a foliculogénese, a ovulação e os comportamentos de postura e de incubação.

3.2. SECREÇÃO DE FSH

O desenvolvimento folicular está sob o controlo da FSH. No ovário das galinhas podem ser identificados três tipos de folículos: folículos pequenos ($\approx 1-5$ mm), folículos pré-recrutamento (6-8 mm) e folículos pré-ovulatórios (> 8 mm). O recrutamento dita a continuação do desenvolvimento de vários folículos. Este desenvolvimento depende de uma complexa coordenação da acção de numerosos factores de crescimento [Factor de crescimento de transformação- β (TGF- β) e factor de crescimento do fibroblasto básico (bFGF)] e de hormonas (FSH e estrogénios). Contudo, uma elevada percentagem de folículos pequenos não evolui até um estado plenamente diferenciado, entra em atresia e acaba por ser absorvido. Entretanto, eles condicionam a secreção de progesterona (produzida pelos folículos pré-ovulatórios) e, conseqüentemente, afectam a ovulação, uma vez que produzem dehidroepiandrosterona (DHEA), androstenediona e estrogénios.

Os folículos que crescem até aos 10 mm de diâmetro atingem o estado de acumulação de gema amarela. Em qualquer momento, existem 4-8 destes folículos em desenvolvimento, hierarquizados em função do seu estado de maturação (tamanho). A FSH está envolvida na manutenção desta hierarquização e na taxa de atresia folicular. O folículo pré-ovulatório de maiores dimensões (F1) segrega quase toda a progesterona necessária à indução da ovulação. Por seu turno, os folículos F2-F4 segregam testosterona e estrogénios.

A inibina inibe a secreção de FSH. Esta hormona é produzida pelos quatro maiores folículos pré-ovulatórios (F1-F4), particularmente pelo maior (F1). A inibina é uma glicoproteína, membro da família dos péptidos a que pertence o factor de crescimento transformador- β . Tem duas subunidades, β e β . Nos mamíferos, esta hormona tem efeitos parácrinos, já que funciona como um antagonista competitivo dos receptores de FSH. Nas galinhas com uma taxa de postura mais lenta, a expressão da inibina nos quatro maiores folículos e os níveis circulantes desta hormona são mais elevados. A imunização contra a inibina (subunidade β) estimula o desenvolvimento da gónada e aumenta o número de folículos pré-ovulatórios.

A folistatina é uma proteína solúvel que se liga e inibe a acção da activina. Inibe ainda, menos eficazmente, a acção da inibina. Os factores tipo-insulina (IGF) desempenham igualmente um importante papel no controlo da actividade ovárica. Têm efeitos reguladores, autócrinos/parácrinos, sobre o crescimento folicular.

3.3. SECREÇÃO DE LH

A LH participa igualmente no desenvolvimento do ovário. Durante o desenvolvimento folicular, os folículos vão perdendo capacidade de produzir androgénios e estrogénios e passam a produzir grandes quantidades de progesterona. Este aumento da secreção de progesterona estimula a secreção de LH que, através de um mecanismo de retroacção positiva, provavelmente potencializado pelos estrogénios, induz a secreção de maiores quantidades de progesterona e, conseqüentemente, a ovulação. Os pulsos pré-ovulatórios de LH e de progesterona ocorrem 4-6 horas antes da ovulação. A inibina não afecta a secreção de LH.

A dinâmica da ovulação e da postura é controlada através de vias endócrinas que são modeladas por factores internos e externos. O pico pré-ovulatório de LH resulta de um ritmo circadiano. Este, no prazo de 4 horas, determina a ovulação. Na ausência de alterações significativas do fotoperíodo, os ovos são postos em qualquer altura do dia. Um período de escuridão de 1,25 horas é suficiente para originar um ritmo circadiano. A transição do dia para a noite determina, no prazo de 12-18 horas, a ocorrência da postura.

Com a idade, a secreção de gonadotropinas tende a diminuir. Conseqüentemente, reduz-se o número de folículos que atingem as últimas fases da maturação e que ovulam e o número de ovos postos. Podem ser postos apenas 1-2 ovos por sequência. Mais, alongam-se os intervalos entre sequências de postura. Porém, como há menos folículos em desenvolvimento, proporcionalmente eles têm mais gema e por isso são maiores.

3.4. SECREÇÃO DE ESTERÓIDES SEXUAIS

Os esteróides sexuais, para além de afectarem a actividade ovárica, são responsáveis pelo funcionamento de todo o tracto genital e pela activação do fígado, responsável pela produção de lípidos, de lipoproteínas de baixa densidade (VLDL) e de proteínas (incluindo a vitelina) necessários à formação da gema. As lipoproteínas são transportadas através do sangue até ao ovário, onde são incorporadas nos folículos em crescimento. Os folículos hierarquizados são muito bem vascularizados, o que facilita a transferência de grandes quantidades de gema. A gema acumulada é depositada em camadas concêntricas.

4. APARELHO GENITAL MASCULINO

Ao longo do ciclo reprodutivo, o principal objectivo do galo é produzir o maior número possível de SPZ ao menor custo biológico.

Nos galos, o aparelho genital masculino é constituído por dois testículos, dois pequenos epidídimos, dois canais deferentes e um órgão copulador ou papila genital (Figura 7.5) localizado na cloaca. Nas aves, a estrutura e a localização dos componentes do aparelho genital masculino são significativamente diferentes das dos mamíferos.

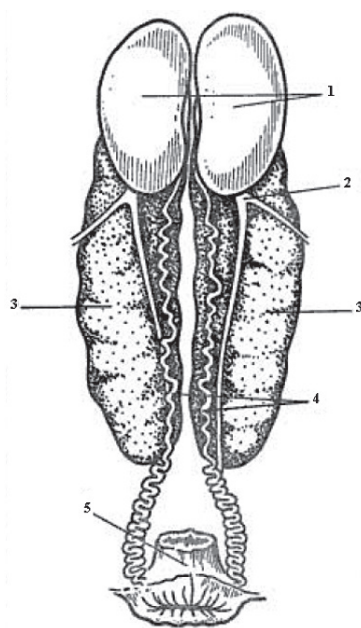


FIGURA 7.5 – Aparelho genital masculino dos galos (Vaca, 2003).

Legenda: 1. Testículos, 2. Epidídimo, 3. Rins, 4. Canais deferentes e 5. Cloaca, no interior da qual se situa o órgão copulador.

Nas aves, os testículos localizam-se no interior da cavidade abdominal, ligados à parede centro-dorsal, à frente dos rins e atrás dos pulmões. Estão rodeados por sacos aéreos abdominais. Têm uma cor branco-amarelada e, por vezes, algumas manchas escuras. A sua forma é ovalada, ligeiramente comprida e o seu tamanho varia, entre outros factores, em função do indivíduo e da sua idade. Geralmente, os testículos dos galos reprodutivamente competente são grandes. Nos galos, os testículos funcionam à temperatura corporal de 41-43°C.

4.1. TUBOS SEMINÍFEROS

Nos galos, a espermatogénese dura cerca de 14 dias. Os SPZ formam-se nos tubos seminíferos, sob uma temperatura de 41-43°C. Este facto favorece a potencial produção de um elevado número de SPZ, que são maiores em tamanho do que os dos mamíferos (aproximadamente 100 µm) e têm cabeças alongadas e filamentosas.

Os tubos seminíferos dos galos são maiores do que os dos mamíferos. Não estão divididos por lóbulos, uma vez que não existem septos de tecido conjuntivo. Nos tubos seminíferos, as células de Sertoli suportam a espermatogénese e convertem a testosterona

em estrogénios. As espermatogónias diplóides, através de divisões redutoras sucessivas (meiose), transformam-se em espermátócitos I e II, que depois se transformam em espermátídeos e estes em SPZ haplóides. As células de Sertoli formam ainda a barreira hemato-testicular, que contribui para o desenvolvimento de condições cuidadosamente reguladas no lúmen dos tubos seminíferos.

O funcionamento das células de Sertoli é regulado pela FSH e pela testosterona. Esta última hormona suporta ainda a espermatocitogénese (transformação das espermatogónias em espermátócitos II). Já o processo de diferenciação celular inerente à espermatogénese é controlado por secreções ricas em hormonas produzidas pelas células de Sertoli. A testosterona é igualmente responsável pelo desenvolvimento dos caracteres sexuais secundários e pelo comportamento sexual. No mesmo sentido, esta hormona controla o funcionamento do tracto genital masculino, incluindo o transporte dos SPZ e a deposição do sémen no tracto genital feminino.

A espermatogénese é um processo de divisão e de diferenciação celular, através do qual os SPZ são produzidos nos tubos seminíferos dos testículos. Ela divide-se em duas fases: espermatocitogénese e espermiogénese. A espermiogénese é um processo metamórfico que não envolve qualquer divisão celular, mas que através de uma sequência de eventos resulta na formação da cauda do SPZ. A alteração da morfologia espermática envolve as proteínas nucleares, o tamanho e a forma da célula, a posição dos grânulos acrossómicos e a localização dos centríolos. O número de SPZ produzidos depende do número de células de Sertoli e de Leydig presentes nos tubos seminíferos.

O aparelho de Golgi é um dos organelos celulares localizado próximo do núcleo do SPZ e que dá origem à formação do organelo subcelular – acrossoma. O acrossoma desenvolve-se e forma um invólucro que cobre dois terços da porção anterior da cabeça do SPZ. Os espermátídeos completam a sua diferenciação e formam finalmente o flagelo. Na mesma altura completa-se a condensação e a moldagem do núcleo.

Nas aves existe uma relação linear entre o tamanho dos testículos e a produção de SPZ. Quanto maiores estes são, maior é produção de sémen. O sémen de galo e pouco volumoso e contém vários milhões de SPZ por mililitro.

4.2. REDE TESTICULAR E CANAIS EFERENTES

Nos galos, suspensos no fluido testicular, os SPZ passam dos tubos seminíferos, através dos tubos rectos, para rete testis (ou rede testicular) e daí para os canais eferentes. Em rete testis, o transporte dos SPZ é assegurado por células ciliares. O fluido testicular fornece energia aos SPZ e tem propriedades tampão. Os canais eferentes têm por função reabsorver o fluido testicular, segregar proteínas e concentrar e transportar os SPZ.

4.3. EPIDÍDIMO

A partir dos canais eferentes, através de uma série de canais de ligação, os SPZ alcançam o epidídimo (estrutura rudimentar, relativamente pequena).

Durante o transporte dos SPZ pelo epidídimo, o fluido testicular continua a ser absorvido, pelo que aumenta a concentração de SPZ. O epidídimo segrega então um fluido aquoso (com sais e aminoácidos) que acompanhará os SPZ ejaculados. No epidídimo, os SPZ so-

frem maturação e são armazenados. A maturação dura cerca de 24 horas. Nos galos, os sinais da maturação espermática são muito menos evidentes do que os encontrados no sêmen dos mamíferos. Ao contrário do que sucede nos mamíferos, os SPZ dos galos quando abandonam os testículos já apresentam uma boa motilidade e capacidade fertilizadora. Estas competências dos SPZ são aumentadas durante o seu trânsito pelo epidídimo.

Do epidídimo, os SPZ passam para os canais deferentes.

4.4. CANAIS DEFERENTES

Os canais deferentes são tubo altamente convulsionados, que, através de movimentos peristálticos e antiperistálticos, transportam os SPZ até à cloaca. O fundo dos canais deferentes está frequentemente expandido num saco seminal, que termina em duas aberturas ou papilas na cloaca, por onde são ejaculados os SPZ. O saco seminal funciona como reservatório de SPZ. Estes podem ficar aí armazenados por um curto período de tempo – 2-3 dias.

4.5. GLÂNDULAS ANEXAS OU ACESSÓRIAS

As glândulas anexas ou acessórias, presentes na maioria dos mamíferos, estão ausentes nas aves. Nas aves, o plasma seminal é constituído apenas pelo fluido segregado no epidídimo e que altera a motilidade dos SPZ. Durante a ejaculação, os galos transferem para a galinha um exudado transparente, tipo-linha, a partir das pregas do falo. A inclusão deste exudado no plasma seminal continua a ser alvo de grande discussão.

4.6. FALO

Nas aves, os machos não possuem pênis. Cada canal deferente abre-se numa pequena papila existente na parede dorsal da cloaca. Na presença de uma fêmea receptiva, o macho monta-a e exterioriza, a partir da região ventral da cloaca, uma prega fálica intumescida com um fluido semelhante à linfa. O sêmen flui então ao longo do sulco longitudinal do falo. A inseminação ocorre por contacto cloacal, ou seja, as cloacas do galo e da galinha são colocadas em aposição directa (“beijo cloacal”), em vez de ocorrer uma penetração real.

O ejaculado dos galos tem um volume de 0,1-1,0 ml e uma concentração de $0,17-3,5 \times 10^9$ SPZ. Mohan et al. (2018) referem um volume de ejaculado de 0,05-0,5 ml nas raças leves e de 0,1-0,9 ml nas raças pesadas.

4.7. MACHOS REPRODUTORES

Os machos reprodutores podem começar a cobrir a partir da 18-23ª semana de vida. Porém, recomenda-se que eles só sejam utilizados como reprodutores quando alcançarem a maturidade sexual (20-36 semanas de vida). A introdução dos machos junto das fêmeas deve ser feita de forma gradual.

Os machos reprodutores devem ser criados em número superior ao necessário para se conseguir uma boa taxa de fertilidade. Devem ser escolhidos machos com boas taxas de

crescimento e sem defeitos físicos, fisiológicos e comportamentais. A relação entre machos e fêmeas deve ter em conta as condições de alojamento e as características do bando.

O controlo do peso dos machos reprodutores é fundamental. Eles devem apresentar um peso corporal o mais uniforme possível ao longo de todo o período de postura das fêmeas. A perda de peso resulta numa redução da sua capacidade fertilizadora. O ganho de peso pode resultar em problemas de mobilidade e numa diminuição dos comportamentos de cortejamento e de monta, ou seja, numa redução da taxa de fertilidade do bando.

5. APARELHO GENITAL FEMININO

As galinhas são animais ovíparos, ou seja, animais cujo embrião se desenvolve quase completamente fora do corpo materno, numa estrutura denominada de ovo. Neste sentido, o ovo deve possuir todos os elementos capazes de desempenhar as mesmas funções do útero, tais como: alojar, proteger, alimentar, oxigenar e eliminar resíduos metabólicos, ou seja, realizar todas as funções vitais ao desenvolvimento do embrião. O aparelho genital da galinha é constituído por: ovário, oviduto, útero, vagina e cloaca (Figura 7.6).

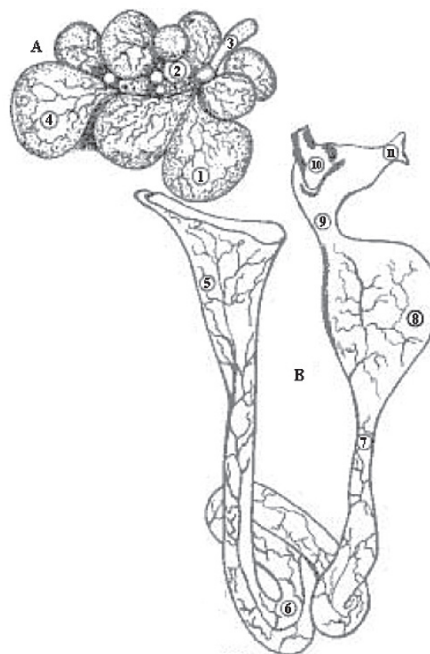


FIGURA 7.6 – Sistema reprodutor da galinha (Vaca, 2003).

Legenda: A – ovário (1. Gema madura pronta para a ovulação, 2. Gema imatura, 3. Folículo vazio, 4. Estigma ou zona de ruptura) e B – oviduto (1. Infundíbulo, 2. Magno, 3. Istmo, 4. Útero, 5. Vagina, 6. Cloaca e 7. Ânus).

5.1. OVÁRIO

Durante o desenvolvimento embrionário, as aves começam por desenvolver dois ovários e dois ovidutos. Porém, rapidamente, o ovário e o oviduto direito entram em regressão, permanecendo daí para a frente sempre atrofiados. Essa atrofia ocorre devido à acção da hormona Anti-mülleriana (AMH), produzida pelos próprios ovários. Ao que tudo indica, a AMH não afecta o ovário e o oviduto esquerdo, pelo facto de estes possuírem mais receptores de estrogénios, permitindo aos estrogénios suprimir a acção da AMH. Assim, apenas o ovário e o oviduto esquerdo são funcionais e crescem rapidamente durante o processo de estabelecimento da puberdade. Na galinha, o ovário esquerdo atinge os 60 gramas de peso, na mesma posição do testículo esquerdo no macho.

Nas aves, o ovário esquerdo desempenha as mesmas funções dos dois ovários dos mamíferos, ou seja, produz os gametas femininos e funciona como uma glândula endócrina, produzindo hormonas esteróides. O seu tamanho depende do seu estado funcional. Há, no entanto, alguma flexibilidade no desenvolvimento do sistema reprodutivo. No início da vida da franga, a remoção do ovário esquerdo resulta no desenvolvimento de um testículo direito. Por seu turno, a ovariectomia do ovário esquerdo de uma ave madura origina o desenvolvimento de um ovo-testículo direito. De acordo com vários autores, existe uma linha de galinhas vermelhas Rhode Island que tem naturalmente dois ovários e dois ovidutos perfeitamente desenvolvidos.

5.1.1. DESENVOLVIMENTO FOLICULAR

No 9º dia do desenvolvimento embrionário, o ovário possui 28.000 oócitos. No 17º dia, este número sobe para 680.000 oócitos. No dia da eclosão, o ovário esquerdo imaturo possui alguns milhares de oócitos – cerca de 480.000 oócitos (dos quais 20.000 visíveis a olho nú). Apenas um pequeno número deles (250-500) atingirá a maturidade e ovulará.

Cerca de 2-3 semanas antes da primeira ovulação, 4-6 oócitos são recrutados e estabelecem uma hierarquia folicular. Eles crescem lentamente até alcançarem cerca de 1-2 mm de diâmetro. Mais tarde, os folículos maiores continuam a desenvolver-se e os mais pequenos (< 6-8 mm) regridem, permitindo o recrutamento de novos folículos.

Um mecanismo ainda não totalmente compreendido determina, diariamente, o rápido crescimento de um dos folículos. Em 8-17 dias, este folículo atinge o seu tamanho máximo – 40 mm –, encontrando-se preparado para ovular. Nessa altura, juntamente com 5-10 outros folículos de diferentes tamanhos, conferem ao ovário o aspecto de um cacho de gemas de ovo com diferentes tamanhos. O folículo dominante (F1) é o primeiro a ser libertado, segue-se o segundo mais desenvolvido (F2) e por aí em diante até ao 5-10 (os mais pequenos) (Figura 7.7). Nas galinhas de aptidão carne alimentadas ad libitum pode existir uma **dupla hierarquia folicular** (Figura 7.7). Nas aves, os folículos primordiais – de gema – formam as maiores células do reino animal, podendo pesar cada uma delas cerca de 20 g.

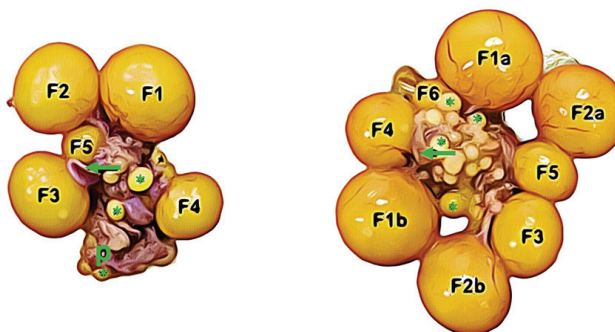


FIGURA 7.7 – Ovários de galinhas sujeitas a diferentes regimes alimentares (Segundo van der Klein et al., 2020).

Legenda: A) ovário de uma galinha sujeita a restrição alimentar e B) ovário de uma galinha alimentada ad libitum. As setas indicam folículos pós-ovulatórios e os astriscos () exemplos de folículos pré-ovulatórios. O p indica folículos primordiais. Os folículos pré-ovulatórios são indicados de F1-F6, representando as letras a e b que o tamanho é idêntico (dupla hierarquia).*

O folículo é composto por várias camadas concêntricas de células: epitélio germinal (se-rosa externa), teca externa e teca interna (secreção de androgênios, de estrogênios e de prostaglandinas) e células da granulosa (secreção de progesterona e deposição da gema). Cerca de 72 horas depois da ovulação, o folículo que ovulou regride. Nas aves não há formação de um corpo lúteo. O ócito II ovulado encontra-se recoberto apenas pela membrana vitelina interna. Esta é homóloga à zona pelúcida dos mamíferos. A progesterona e os estrogênios produzidas pelos folículos pós-ovulatórios controlam a pré-postura e o comportamento de aninhamento 24 horas depois (imediatamente antes da postura).

5.1.2. OVULAÇÃO

A gema madura, portadora do blastodisco, é estimulada pela hormona hipofisária LH e desprende-se do folículo que a contém. O folículo rompe-se a nível do estigma, zona com poucos vasos sanguíneos, o que previne a ocorrência de hemorragias no tecido folicular.

Na ovulação, o ócito II é libertado para a cavidade abdominal e é apanhado pelo infundíbulo, onde pode ou não ser fecundado. Se não for fecundado, o ócito II, ao longo do tracto genital, adquire a clara, as membranas da casca e a casca, formando um “ovo infértil”. Este tem todas as características de um ovo fértil (na sua forma e elementos nutritivos). Nas produções comerciais, os ovos destinados ao consumo humano são todos inférteis, uma vez que as galinhas não são cobertas pelos galos (ou inseminadas artificialmente). Nestas empresas, a presença dos galos é economicamente contraproducente, já que eles têm de ser alojados, alimentados e tratados e porque alteram o comportamento das galinhas.

5.2. OVIDUTO

O oviduto é um órgão tubular, comprido (comprimento: 70 cm), oco e sinuoso, que se estende do ovário até à cloaca (Figura 7.8). Intervém na captação e no transporte do ócito II, na deposição da albumina, na formação da casca e no armazenamento e transporte dos SPZ. No oviduto, o ovo passa cerca de 23-26 horas.

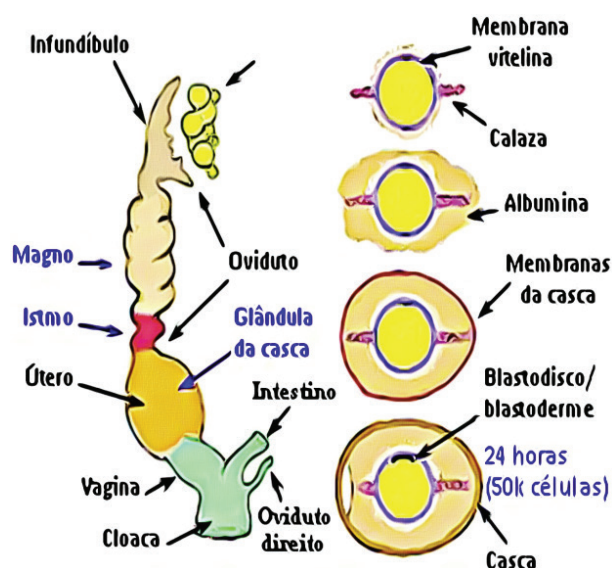


FIGURA 7.8 – Formação do ovo durante o trânsito pelo tracto genital da galinha (Segundo Ritchison, 2021).

O oviduto é constituído por cinco segmentos diferentes: infundíbulo, magno, istmo, útero e vagina.

5.2.1. INFUNDÍBULO

O infundíbulo ou pavilhão tem 4-10 cm de comprimento. Tem por função captar o ócito II quando da ovulação. Ocasionalmente, o infundíbulo falha na captação do ócito II libertado – ovulação interna – que é normalmente reabsorvido em menos de 24 horas. No infundíbulo forma-se ainda a camada vitelina externa (tipo-albumina), responsável pela prevenção da polispermia patológica. Nesta porção do oviduto ocorre ainda a formação das calazas. Consequentemente, a gema é mantida no centro do ovo, o que confere protecção mecânica ao embrião.

5.2.1.1. REACÇÃO ACROSSÓMICA

No oviduto, o transporte dos SPZ resulta de contracções (musculatura lisa) e/ou da actividade dos cílios presentes no seu lúmen. Cerca de 15-30 minutos após a cópula pode ser encontrado um pequeno número de SPZ no infundíbulo. Contudo, o primeiro ócito II libertado após a cópula raramente é fecundado. Podem mesmo ser necessários 3-4 dias até serem produzidos os primeiros ovos fertilizados.

A maioria dos SPZ que alcança o infundíbulo fica temporariamente retida em pregas da sua mucosa ou são armazenados nas glândulas do infundíbulo – reservatório secundário de SPZ. A libertação dos SPZ a partir destas glândulas resulta da simples dilatação mecânica promovida pela presença do ócito II.

Na superfície da membrana vitelina interna do ócito II existem receptores de SPZ, aos quais se ligam numerosos SPZ. Ao entrar em contacto com estas estruturas, os SPZ sofrem reacção acrossómica e, presumivelmente, através da acção da acrosina (enzima tipo-tripsina), hidrolisam a membrana vitelina. Desta forma, os SPZ alcançam as micro-

vilosidades que recobrem o oócito II, preferencialmente próximo, mas não a nível do blastodisco, dando origem à formação do pronúcleo masculino. Uma única abertura da membrana vitelina interna não garante a fecundação do oócito II. O número de aberturas correlaciona-se positivamente com a taxa de fertilidade. Esta correlaciona-se ainda positivamente com o número de SPZ inseminados, o número de SPZ que sofrem maturação e com o número de SPZ presos na membrana vitelina externa.

5.2.1.2. FECUNDAÇÃO

O infundíbulo é o local onde pode ocorrer a fecundação, próximo da junção com magno. Cerca de 5-10 minutos após a ovulação, os SPZ estão presentes no blastodisco (superfície da gema do oócito II). Caso ocorra a fecundação, a gema converte-se em ovo ou zigoto.

As melhores taxas de fertilidade surgem 3-4 dias após a cobrição, depois dos SPZ terem estado armazenados nas glândulas tubulares presentes na junção útero-vaginal.

5.2.1.3. POLISPERMIA

Nas aves, a polispermia (penetração do oócito II por vários SPZ) é um fenómeno comum, ainda que apenas um SPZ, em aposição ao pronúcleo feminino, sofra descondensação nuclear e inicie a singamia. Alguns autores acreditam que a polispermia é uma adaptação evolutiva que resulta no aumento da taxa de fertilidade. É possível que a polispermia active factores moleculares específicos presentes na blastoderme, necessários à activação do óvulo, ou seja, ao arranque da embriogénese.

Quando ocorre a polispermia, na blastoderme podem ser encontrados vários pronúcleos masculinos. A fim de resolver este potencial problema, o óvulo possui enzimas endonucleases DNase I e II que degradam o ácido desoxirribonucleico (DNA) espermático. Posteriormente, no infundíbulo posterior ou no magno proximal, forma-se rapidamente a membrana plasmática externa, que é impenetrável aos SPZ e que volta a prevenir a polispermia patológica.

O ovo passa entre 15-30 minutos no infundíbulo. De seguida, através de movimentos peristálticos, a gema é impulsionada para o magno.

5.2.2. MAGNO

O magno, porção mais comprida do oviduto (20-48 cm), possui glândulas que segregam grandes quantidades de albumina (ovalbumina e conalbumina), à medida que o ovo o atravessa. A albumina forma um espesso revestimento branco que envolve o ovo. A travessia do magno demora cerca de 2-3 horas.

5.2.3. ISTMO

Se tiver sido fecundado, a primeira clivagem do ovo ocorre 5-8 horas depois da ovulação. A segunda clivagem ocorre cerca de 20 minutos depois. No istmo, o embrião pode alcançar o estado de 4-8 células. O ovo permanece no istmo cerca de 60-90 minutos.

No istmo são segregadas as membranas da casca, num processo que demora 1-5 horas. Estas membranas, denominadas de albuminífera (interna) e testácea (externa), são formadas por fibras proteicas (ovo-queratina) e são semipermeáveis, permitindo a pas-

sagem de água e de iões, mas não de albumina. As membranas interna e externa separam-se no polo mais largo (extremidade larga), dando origem à câmara de ar. Estas apresentam uma forma flácida, que lhes dá o aspecto de sacos semicheios de água. Quando o ovo atravessa o istmo, ele já possui cerca de 50% da sua massa final (que é de cerca de 32 g). O ovo desloca-se agora para o útero.

5.2.4. ÚTERO

O útero, também designado por "glândula da casca", com 4-12 cm de comprimento, é o local onde se forma a casca. Trata-se de um órgão muscular e secretor. O ovo permanece no seu interior durante cerca de 18-26 horas. Nas primeiras 6 horas, as membranas albuminífera e testácea, através de um processo de osmose, deixam passar água e sais minerais para dentro do ovo. Completa-se assim a formação do conteúdo interno do ovo (última porção da clara externa líquida), a partir da clara espessa, da água e dos sais minerais. A acumulação de água e de sais minerais aumenta o volume da massa albumina contida pelas membranas albuminífera e testácea, tornando-as turgentes e obrigando-as a unir-se estreitamente entre si ao longo de toda a sua extensão, excepto num dos seus extremos (câmara de ar). A câmara (ou depósito) de ar é a área de troca de oxigénio (O₂) e de dióxido de carbono (CO₂), utilizada, mais tarde, na respiração do embrião em desenvolvimento.

As aves jovens (pouco depois de atingirem a puberdade) podem produzir ovos com duas gemas. Ao que tudo indica, os ovos de duas gemas resultam da ovulação simultânea de dois óócitos II e do seu envolvimento pela mesma albumina, pelas mesmas membranas da casca e pela mesma casca. Mais raramente, algumas galinhas põem "ovos duplos", ou seja, põem dois ovos num intervalo de poucas horas. Ao que tudo indica, eles resultam de um funcionamento anormal do ovário. Os ovos duplos não apresentam qualquer anormalidade externa e são semelhantes em tamanho, peso e gravidade específica aos demais ovos.

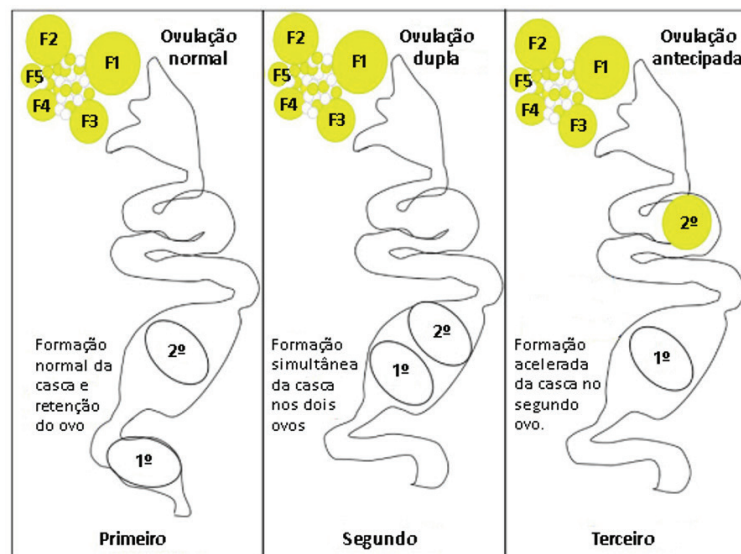


FIGURA 7.9 – São três os possíveis mecanismos fisiológicos que podem originar a postura de dois ovos completamente formados no período de 6 horas (Navara e Wrobel, 2019).

No primeiro, os dois ovos são libertados com um intervalo normal (cerca de 24 horas), mas o primeiro ovo é retido no útero por aproximadamente 24 horas, acabando por ser posto junto com o segundo ovo. No segundo, o funcionamento anormal do ovário resulta na ovulação simultânea de dois ovos. Os dois ovos atravessam o tracto genital e adquirem a casca nas proximidades um do outro, mas sem se tocarem ou afectarem o desenvolvimento um do outro. No terceiro, enquanto o primeiro ovo é libertado e se desenvolve normalmente, o segundo ovo atravessa rapidamente o tracto genital e adquire uma casca em poucas horas, acabando por ser libertado no mesmo intervalo temporal que o primeiro.

5.2.4.1. FORMAÇÃO DA CASCA DO OVO

A casca do ovo forma-se no útero e é composta por seis camadas (Figura 7.10). As duas mais internas são as membranas que envolvem a gema e a albumina. A membrana mamilar encontra-se ancorada à camada base da calcificação. Esta camada é constituída por uma matriz entrelaçada de proteínas orgânicas e polissacáridos (3,5%). É mais porosa e fina do que a camada paliçada e é composta quase exclusivamente por carbonato de cálcio (95-98%) e pequenas quantidades de sódio, potássio e magnésio. É mais espessa e dura do que a camada mamilar. A casca possui ainda poros que se projectam do centro da camada mamilar até à cutícula. Têm cerca de 0,5 mm de diâmetro e permitem a difusão de O₂ para dentro do ovo e CO₂ e de vapor de água para o seu exterior. O cálcio que as galinhas usam na formação da casca é obtido fundamentalmente através da dieta (Figura 7.11) e só uma pequena parte tem origem nas reservas corporais deste mineral (medula óssea de alguns ossos).

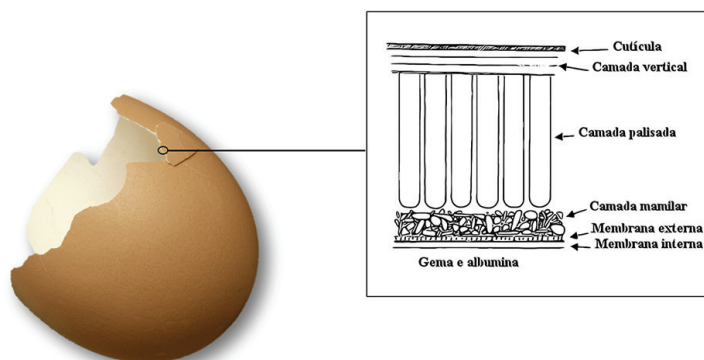


FIGURA 7.10 – Camadas da casca (Segundo Squires, 2003).

A casca do ovo desempenha muitas funções importantes: formação do embrião, protecção mecânica, previne a penetração de microrganismos nocivos, mantém um ambiente favorável ao desenvolvimento do embrião, permite a difusão de gases, incluindo de vapor de água, é fonte de cálcio e é rapidamente aberta pelo pinto quando da eclosão. Porque a formação da casca do ovo é afectada pelo stress, esta estrutura pode ser usada como um indicador não invasivo do bem-estar.

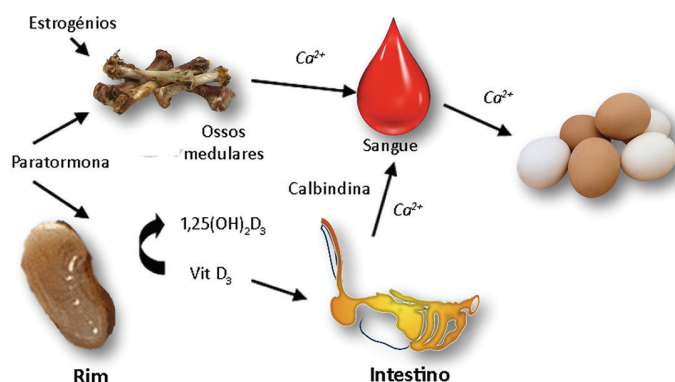


FIGURA 7.11 – Mobilização do cálcio nas galinhas (Segundo Squires, 2003).

A qualidade da casca é o factor com maior impacto na manutenção da qualidade do ovo e do seu valor económico. Ela depende de factores como a genética, a idade, o sistema de produção, a alimentação, o stress, entre outros. No fim do ciclo de postura da galinha, a casca dos ovos tem a mesma quantidade de cálcio, mas a sua resistência tende a ser inferior devido à menor organização estrutural da camada mineral. A qualidade exterior do ovo depende de factores como a sua forma e o seu peso.

5.2.4.1.1. Formação da Cutícula do Ovo

Antes do ovo abandonar o útero completamente formado, a casca é coberta por uma fina película de material orgânico (1-10 μ m) e água – cutícula do ovo. Ela tem como principal função lubrificar a casca, para que o ovo passe mais facilmente através da vagina e da cloaca. Por outro lado, com a evaporação da água da cutícula, esta fina película encerra muitos dos poros da casca, contribuindo desta forma para que o interior do ovo não perca água e ar. Mais, a obstrução dos poros constitui uma barreira mecânica à entrada de

microrganismos no ovo. A cutícula contém ainda a maioria dos pigmentos da casca – ooforinas. A cor e a intensidade dos pigmentos são determinadas geneticamente e resultam da deposição de pigmentos no final do processo de formação da casca do ovo. São vários os genes que regulam a deposição de pigmentos a partir do anel de porfirina do grupo hemo. As galinhas poedeiras brancas produzem quantidades normais de protoporfirina. Por seu turno, as galinhas poedeiras de ovos castanhos depositam mais protoporfirina nas regiões mais externas da casca.

Do útero, o ovo passa para a vagina.

5.3. VAGINA

A vagina é um pequeno tubo em forma de S (4-12 cm) que parece não desempenhar nenhum papel na formação do ovo. Está separada do útero por um esfíncter muscular. É nesta estrutura que o sémen é colocado durante a cópula.

Na vagina (a 2-3 cm de profundidade), perto da junção útero-vaginal, existem pequenas glândulas tubulares (SST), conhecidas por glândulas vaginais, onde o sémen é armazenado – reservatório principal de SPZ –, durante cerca de 1-3 semanas, de modo a garantir o fornecimento de SPZ capazes de fertilizar sucessivos oócitos II.

5.3.1. GLÂNDULAS VAGINAIS

As SST constituem o principal local de armazenamento de sémen no tracto genital da galinha e permite que a fêmea mantenha a sua capacidade de ser fertilizada mesmo na ausência dos machos – “liberdade adaptativa”. Imediatamente depois de uma deposição do sémen, os SPZ podem ser encontrados espalhados pelo oviduto, mas tendem a desaparecer no período de 24 horas. A partir desse momento, os SPZ podem ser encontrados apenas nas SST, excepto por volta do momento da postura e da ovulação, quando um pequeno número deles pode ser observado no lúmen do oviduto.

Os SPZ começam por ser armazenados nos túbulos localizados na extremidade distal da junção útero-vaginal e depois enchem, progressivamente, os túbulos situados mais proximalmente. Neste sentido, os SPZ do último macho têm precedência na fecundação e, por esta razão, a maioria dos embriões é gerada pela cobertura mais recente. Nas galinhas, a manutenção da capacidade fertilizadora dos SPZ está correlacionada com o número de SST. Nestas fêmeas, existem 5.000-13.500 SST.

A percentagem de glândulas tubulares cheias com SPZ depende fundamentalmente da genética e do tempo que passou desde a deposição do sémen no tracto genital da galinha. Depende ainda da idade da galinha e das características quantitativas e qualitativas do sémen.

Inicialmente pensava-se que os SPZ residentes nas SST estavam imóveis. Hoje, sabe-se que apenas os SPZ móveis e morfológicamente normais são armazenados nestas glândulas. Nas aves, o processo de capacitação não existe. Contudo, os SPZ armazenados nas SST sofrem transformações tipo-capacitação, que lhes permitem mais tarde passar pela reacção acrossômica. Ao que tudo indica, elas são reguladas, pelo menos parcialmente, pelos estrogénios e pela progesterona segregados nos ovários. Nas SST, os SPZ mantêm sua capacidade fertilizadora normalmente durante 7-14 dias, excepcionalmente até 21-32 dias.

Os mecanismos celulares e moleculares que permitem o armazenamento de SPZ por um período tão longo de tempo permanecem desconhecidos. Aparentemente, eles envolvem a supressão reversível do metabolismo e da motilidade espermática, a estabilização da membrana plasmática dos SPZ, a manutenção do acrossoma, a captação e o armazenamento de moléculas necessárias ao metabolismo do SPZ e a manutenção do lúmen das SST (remoção dos subprodutos do metabolismo dos SPZ e dos SPZ degradados).

As SST criam um ambiente adequado à manutenção da viabilidade dos SPZ, através do influxo e efluxo de componentes críticos à sua sobrevivência. Estas glândulas apresentam uma actividade secretora limitada. Todavia, no seu interior foram identificadas vesículas que são libertadas a partir das extremidades apicais das microvilosidades do epitélio, indiciando que estas intervêm na manutenção dos SPZ residentes através de transferência lipídica.

A membrana plasmática dos SPZ é constituída por uma elevada proporção de ácidos gordos polinsaturados, que são muito sensíveis à ocorrência de lesões causadas pela peroxidação lipídica. Na verdade, a peroxidação destes ácidos gordos resulta no aumento de lesões e da permeabilidade da membrana plasmática dos SPZ. No epitélio das SST, existe um complexo sistema de enzimas anti-oxidação que presumivelmente interagem com os SPZ residentes, minimizando a ocorrência de lesões peroxidativas e mantendo a integridade da sua membrana plasmática.

O mecanismo específico que controla a libertação dos SPZ a partir das SST continua a ser desconhecido. Inicialmente pensava-se que esta libertação era ditada pela postura. Hoje sabe-se que ela é feita de forma lenta e contínua (não dependente da postura). Vários autores comprovaram que a ovulação e a postura têm um efeito mínimo no esvaziamento das glândulas útero-vaginais.

As SST possuem receptores de estrogénios e de progesterona. Sabe-se que estas hormonas controlam a transformação dos SPZ armazenados nestas glândulas. É, pois, possível que a libertação dos SPZ seja induzida pela variação dos níveis circulantes destas hormonas ao longo do ciclo ovulatório. É igualmente possível que ela dependa da motilidade dos SPZ. Os SPZ residentes apresentam movimentos oscilatórios lentos e sincronizados, o que indicia existir uma corrente de fluidos no lúmen das SST. A identificação de canais de água – aquaporos – no epitélio apical destas glândulas parece dar credibilidade à ideia que os SPZ, para se manterem no seu lúmen, têm de nadar contra a corrente gerada pelo fluido produzido nos aquaporos. Quando a velocidade dos SPZ desce abaixo de um determinado valor, estes são expelidos das SST e alcançam o infundíbulo impulsionados por movimentos peristálticos do oviduto.

Nas SST, os SPZ mantêm a sua motilidade através da oxidação de ácidos gordos. Tem sido sugerido que a membrana plasmática dos SPZ é a fonte destes ácidos gordos e que, à medida que a sua qualidade diminui, ocorre uma redução das disponibilidades de ATP e, conseqüentemente, da motilidade. Nessa ocasião, os SPZ são libertados das SST. Na junção útero-vaginal encontram outros factores que voltam a aumentar a sua motilidade. Estes factores incluem, provavelmente, um pH do meio distinto e factores neuro-endócrinos como a serotonina. A oxidação de outros ácidos gordos, possivelmente sequestrados do meio envolvente, geram a energia necessária à deslocação dos SPZ até ao infundíbulo.

Das SST até ao infundíbulo, o transporte dos SPZ é rápido (menos de 1 hora) e depende da sua própria motilidade (movimento da cauda) ou da actividade ovidutal (movimento dos cílios ou da contracção muscular).

5.4. CLOACA

Da vagina, o ovo passa para a cloaca. O ovo pode permanecer na cloaca durante algumas horas, embora normalmente seja posto em menos tempo. Nesta porção do tracto genital da galinha, o ovo, que normalmente percorre o oviduto com a ponta (ou polo) mais delgada voltada para diante, roda e fica com a ponta mais larga virada para a frente. Nesta fase, se a ave for perturbada ou se se assustar, o ovo não roda e é posto com o polo mais estreito voltado para diante, aumentando a probabilidade de se danificar.

Quando da postura, o esfíncter entre o útero e a vagina relaxa, o útero contrai-se, a galinha aumenta a pressão abdominal e o ovo é posto depois de passar pela vagina, pela cloaca e pelo esfíncter exterior. As contracções dos músculos abdominais aumentam ainda mais a pressão abdominal, o que ajuda na expulsão do ovo. A postura é acompanhada de um aumento da taxa respiratória e da temperatura corporal.

6. FORMAÇÃO DO OVO

A formação do ovo é uma verdadeira maravilha bioquímica pluridimensional. Ela envolve o transporte de grandes quantidades de material, através de numerosas membranas, e a síntese de muitas outras substâncias, particularmente de lípidos e de proteínas específicas. A cor amarela da gema dos ovos é-lhe conferida por pigmentos carotenóides – caroteno e xantofila – presente nalguns alimentos.

6.1. CONSTITUIÇÃO DO OVO

O ovo é basicamente constituído por três componentes: massa central ou gema (30%), clara (58%) e casca (12%) (Figura 7.12). A sua formação dá-se em duas etapas. A primeira, com a duração de 4 horas, corresponde à formação de todos os componentes internos do ovo (membranas e albumina). A segunda é um processo lento que dura entre 20-21 horas, na qual ocorre a formação da casca (deposição de cálcio).

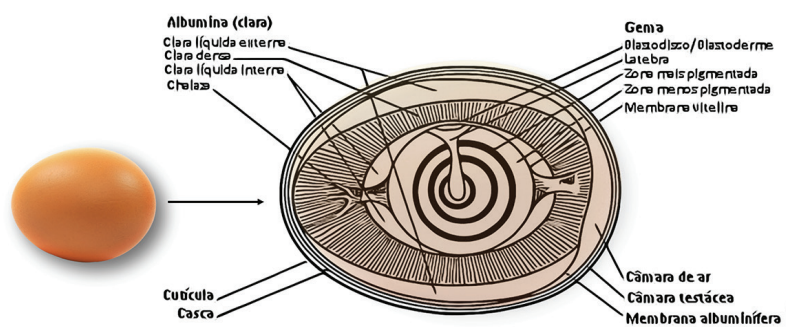


FIGURA 7.12 – Estrutura do ovo (Segundo Vaca, 2003).

A gema não é mais do que um oócito II. A porção da gema que dá origem ao novo ser (pronúcleo haplóide e organelos associados) – o blastodisco (ou blastoderme, se o ovo tiver sido fecundado) – é muito pequeno (cerca de 3,0-3,5 mm de diâmetro) (Figura 7.13). É uma estrutura opaca (gema branca) situada na superfície do oócito II, sob a membrana

vitelina. A blastoderme é composta por 80.000-100.000 células. A gema tem por função fornecer o aporte nutricional necessário à embriogênese.



FIGURA 7.13 – Localização do blastodisco na superfície de um ovo.

Do ponto de vista químico, a gema constitui uma massa heterogênea de lípidos (gorduras simples, fosfolípidos, como lecitinas, e esteróis), de proteínas, de pigmentos e de uma pequena variedade de substâncias orgânicas – vitaminas lipossolúveis (A, D, E e K) e vitaminas hidrossolúveis (do complexo B) – e inorgânicas.

A clara envolve a gema e constitui cerca de 2/3 do peso do ovo. É composta essencialmente por água (87-89%) e por proteínas (> 85% da massa sólida). Inclui ainda na sua composição hidratos de carbono e sais minerais – sódio, cálcio, magnésio, cloro e potássio. A clara contribui com o material necessário ao desenvolvimento final do embrião e parece ter propriedades enzimáticas e bactericidas.

A clara é formada por quatro camadas distintas: externa fluída (líquida), densa (espessa), interna fluída (líquida) e as calazas. A clara densa constitui cerca de 50% da clara do ovo. A partir da clara densa (constituída fundamentalmente por ovomucina), por adição de água e através da cinese da gema, formam-se as calazas, que são uma espécie de cordões de clara espessa torcida, responsáveis por sustentar a gema na sua posição central durante a formação do ovo. No magno formam-se ainda as duas camadas de clara líquida, localizadas, uma na parede externa e a outra na parede interna da clara densa. O ovo passa então para o istmo.

A casca é constituída por três estruturas diferentes: membranas, porção mineralizada (calcificada) e cutícula (porção mais externa). Funcionalmente, as membranas constituem a superfície sobre a qual ocorre a mineralização, que confere protecção mecânica ao ovo. Por outro lado, as membranas reduzem a velocidade de entrada das bactérias no ovo, permitindo que as propriedades bactericidas da clara se tornem mais eficazes. Contudo, a casca, que é impermeável à maioria das substâncias, possui poros que permitem a realização de trocas gasosas. A cutícula reduz as perdas de água e a contaminação bacteriana. A casca fornece ainda cálcio ao embrião em desenvolvimento. A deposição diária deste mineral na casca do ovo corresponde a 10% do total de cálcio armazenado no organismo da galinha.

7. TAXA DE FERTILIDADE

A taxa de fertilidade pode ser definida como a percentagem de ovos que foram fertilizados. Os factores que a afectam são:

- Genéticos. Nas raças pesadas, a taxa de fertilidade tende a ser inferior à das raças leves. Algumas estirpes de galinhas são mais férteis do que outras. O melhoramento genético animal permite aumentar ou diminuir a taxa de fertilidade;
- Idade. A taxa de fertilidade tende a ser mais elevada entre as aves mais jovens do que entre as mais velhas. Os efeitos da idade sobre a fertilidade são maiores nas galinhas do que nos galos. Os galos de raças leves e semileves atingem a sua fertilidade máxima com cerca de 6-7 meses de idade. Os de raças pesadas (maturação lenta) só a alcançam com 8-10 meses de idade;
- Relação macho:fêmea. Tanto as relações elevadas como as reduzidas resultam em baixas taxas de fertilidade devido, respectivamente, às lutas entre machos e à incapacidade deles cobrirem um grande número de fêmeas. Nas aves de aptidão carne, a relação recomendada é de 1:10-12 e nas de aptidão ovo de 1:11-16;
- Qualidade do sémen. O número de cobrições realizadas, o volume seminal, a concentração espermática, a motilidade e a viabilidade dos SPZ afectam a taxa de fertilidade;
- Maneio. Os galos sujeitos a um fotoperíodo de “dias curtos” apresentam uma baixa taxa de fertilidade;
- Padrão de postura. A fertilidade (e a incubabilidade) são mais elevadas no primeiro ano de postura. Por outro lado, ela tende a ser maior nas primeiras 12-15 semanas de postura. Posteriormente, ela diminui gradualmente;
- Condições climáticas. As temperaturas do ar muito elevadas ou muito baixas reduzem a taxa de fertilidade, uma vez que reduzem o número de cobrições;
- Nutrição. A deficiência nalguns micronutrientes – vitamina A, ácido pantoténico, vitamina E, biotina, cálcio, fósforo, sódio, manganésio, zinco e iodo – condiciona negativamente a taxa de fertilidade.

8. CICLO DE POSTURA

Ao contrário da generalidade dos mamíferos, as aves não possuem um ciclo éstrico bem definido e o seu ciclo reprodutivo não se divide em fase cíclica e fase de gestação. Na maioria dos mamíferos, os ciclos éstricos são extensos. Nas aves, o ciclo ovário tem uma duração de apenas algumas horas. Mais, as alterações que ocorrem durante as fases folicular e lútea do ciclo éstrico dos mamíferos estão ausentes nas aves.

As galinhas primitivas punham 6-20 ovos por sequência (ou série) de postura, que repetiam 2-3 vezes por ano, perfazendo um total de 40-50 ovos/ano. As modernas variedades de galinhas põem mais de 300 ovos/ano. O oviduto das segundas é muito mais desenvolvido do que o das primeiras. No mesmo sentido, o fígado das segundas é maior do que o das primeiras, permitindo-lhes sintetizar maiores quantidades de vitelo (maior constituinte da gema).

As galinhas são aves de postura indeterminada, ou seja, a duração da sequência de postura de ovos não está limitada a um número fixo de ovos. No início de um ciclo de postura, esta ocorre a cada 24-25 horas. Contudo, com a senescência oviductal, este intervalo tende a aumentar – 23-28 horas – e as sequências de postura, assinaladas por um dia (dia saltado) ou mais de ausência de postura, tornam-se mais curtas. Normalmente, a sequência de postura dura 6 dias, podendo, no entanto, variar entre os 2 e os 8 dias. Alguns autores referem uma sequência de postura de 10-15 dias.

Algumas galinhas põem ovos durante 360 dias do ano. Excepcionalmente, algumas galinhas dispensam os dias de ausência de postura e põem ovos durante os 365 dias do ano. Este fenómeno pode ter duas origens: redução do intervalo entre a postura e a ovulação subsequente ou passagem mais rápida do ovo pelo oviduto. O primeiro ovo da nova sequência de postura é posto cedo de manhã. A selecção para o aumento da taxa de postura fez com que o comportamento de incubação dos ovos tivesse sido praticamente eliminado. Esta situação tem vantagens comerciais evidentes para a produção de ovos, mas acarreta sérios problemas reprodutivos em explorações familiares e em ambientes naturais.

A postura é acompanhada de uma série de eventos fisiológicos a que se dá o nome de comportamento de nidação: redução do consumo de água e de alimentos sólidos e da defecação, aumento da temperatura corporal, procura de uma posição corporal específica e vocalização pós-postura. Nalgumas aves silvestres, o período de postura dos ovos pode ser prolongado (mas não de forma indefinida) através da remoção dos ovos postos.

8.1. FACTORES QUE CONDICIONAM O CICLO DE POSTURA

8.1.1. RELÓGIOS BIOLÓGICOS INTERNOS

Nas aves, o relógio biológico central controla o funcionamento do eixo hipotálamo-hipófise-gónadas. Por seu turno, o momento da ovulação é controlado por um relógio biológico “ovulatório”. Nas galinhas foram ainda identificados relógios biológicos autónomos nos ovários, que regulam o desenvolvimento dos grandes folículos pré-ovulatórios.

8.1.2. FOTOPERÍODO

O ciclo de postura é controlado pelo fotoperíodo. Sob um regime luminoso de 12-14 horas de luz/dia (regime luminoso que melhor estimula a produção de ovos), a galinha põe o seu primeiro ovo do ciclo de postura logo ao amanhecer, enquanto os ovos subsequentes são depositados em horas sucessivamente mais avançadas nos dias seguintes. No pico da produção, o intervalo entre posturas é de cerca de 24-26 horas. O último ovo de uma sequência é posto 6-8 horas após o amanhecer.

Pouco tempo após a postura (5-60 minutos), a galinha ovula o ócito II que será posto no dia seguinte. Quando o último ovo da sequência é depositado (geralmente, ao final da tarde), não ocorre ovulação nesse dia e, conseqüentemente, não há postura no dia seguinte. No dia saltado, um ócito II é ovulado e no dia subsequente o ovo é posto às primeiras horas da manhã, recomeçando a sequência de postura (normalmente, com um número semelhante de ovos). As galinhas que apresentam sequências de postura mais longas tendem a ovular mais depressa após a postura do ovo precedente. Contudo, o

intervalo de tempo entre a primeira e a segunda postura tende a ser longo, entre as posturas seguintes tende a decrescer e depois de meio da sequência de postura tende a aumentar.

8.1.3. HORMONAS

Nas galinhas, a produção de ovos é um reflexo da actividade ovárica. Nestas fêmeas, o padrão incomum de ovulação é determinado pelo momento em que ocorrem os pulsos de LH, bem como pela taxa de desenvolvimento dos folículos. Os pulsos de LH produzem-se numa determinada hora do dia – período aberto. Nas galinhas, este período acontece durante a fase escura do dia. Cada ovulação é precedida, em 4-7 horas, de um pulso pré-ovulatório de LH.

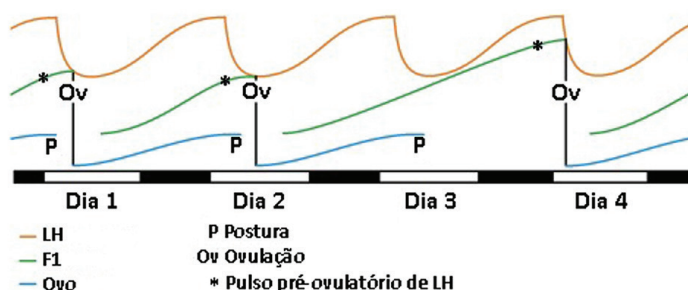


FIGURA 7.14 – Ritmicidade diurna do período aberto da secreção de LH acertado pelo fotoperíodo, do grau de maturação do folículo dominante (F1), do grau de maturação do oócito, do pulso pré-ovulatório de LH, da ovulação (Ov) e da postura (P) (adaptado de Fraps, 1965 e Etches, 1990; citados por van der Klein et al., 2020).

As áreas brancas do eixo dos X indicam presença de luz e as pretas ausência de luz.

Geralmente, nas galinhas criadas sob um regime luminoso de 14L:10E, o desenvolvimento adequado do folículo e o pulso pré-ovulatório de LH são coincidentes, pelo que ocorre a ovulação. Nas galinhas cujos folículos demoram mais de 24 horas a atingir um grau de desenvolvimento compatível com a ovulação, esta pode não ocorrer devido à dessincronização com o pulso pré-ovulatório de LH. Surge assim um dia saltado. Um regime luminoso contínuo de 24 horas de luz tende, com o tempo, a interromper o ciclo de postura. As galinhas mantidas sob um regime luminoso de 28 horas conseguem todas ovular e pôr um ovo por ciclo de luz/escuridão. As galinhas que apresentam uma taxa de crescimento folicular inferior a 24 horas não conseguem ovular até que ocorra o pulso pré-ovulatório de LH. Sob um regime luminoso de 22 horas, as galinhas seleccionadas para apresentarem rápidas taxas de postura tendem a aumentar a produção de ovos, mas estes tendem a ser menos pesados.

Nas aves, a PRL tem sido vista por muitos autores como uma hormona inibidora da actividade reprodutiva, uma vez que induz o comportamento de incubação, suprime a secreção de gonadotropinas e determina a atresia dos folículos ovulatórios. Nestes animais pensava-se que o controlo da actividade reprodutiva era conseguido através da secreção alternada de LH (estimuladora) e de PRL (inibidora). Porém alguns autores afirmam que a PRL tem efeitos pró e antagonistas. Na verdade, a secreção de PRL afecta positivamente o desenvolvimento folicular e a postura.

8.1.4. OUTROS FACTORES

Outros factores que condicionam o momento da postura são a genética, a idade da galinha, o peso do ovo e o momento do dia em que é distribuído o alimento. As galinhas poedeiras põem mais ovos e apresentam sequências de postura maiores do que as galinhas de aptidão carne (poedeiras: 84,1% vs. aptidão carne: 54,0%). A idade afecta significativamente a taxa de postura (mais velhas: 62,2% vs. mais novas: 75,4%) e a duração da sequência de postura (mais velhas: 2,6 dias vs. mais novas: 7,7 dias). As galinhas mais velhas põem menos ovos, mas maiores e mais pesados, do que as galinhas mais novas. A distribuição de alimentos durante o período da tarde reduz a produção de ovos. Os factores biológicos que regulam o efeito do momento da distribuição do alimento sobre a actividade reprodutiva permanecem desconhecido.

8.2. CONTROLO NEURO-ENDÓCRINO DA POSTURA

Os processos hormonais e nervosos que controlam a postura não são totalmente conhecidos. São vários os neurotransmissores e neurohormonas envolvidos no controlo da secreção de LH. A arginina-vasotocina (AVT) regula a secreção de LH. A concentração desta hormona neurohipofisária aumenta por ocasião da postura, o que promove as contracções ovidutais. Nos 30 minutos pós-postura, os níveis circulantes desta neurohormona diminuem. Os estrogénios e a progesterona induzem tanto o vigor das contracções do oviduto como a secreção folicular de prostaglandinas. As prostaglandinas E_1 , E_2 e $F_{2\alpha}$ segregadas pelos folículos pré e pós-ovulatórios participam na ovulação (ruptura enzimática do estigma) e na postura. Ao que tudo indica, elas iniciam as contracções ovidutais pré-ovulatórias. As prostaglandinas E , que promovem simultaneamente as contracções do útero e o relaxamento da vagina, desempenham um papel central na postura. No período de 4 horas antes e até 5-6 horas depois da postura, verifica-se um aumento temporário e intermitente da actividade mioeléctrica na vagina.

9. CHOCO (INCUBAÇÃO)

A incubação é um processo através do qual o embrião se desenvolve dentro do ovo até se formar um pinto capaz de sair da casca. O início da incubação determina a regressão completa do ovário, a cessação da postura de mais ovos e a regressão dos caracteres sexuais secundários (por exemplo, da crista). Durante o choco, os níveis plasmáticos de PRL e de tiroxina são elevados. Por seu turno, os níveis plasmáticos de gonadotrofinas, de estrogénios, de progesterona e de testosterona são muito reduzidos. Os estrogénios e a PRL promovem um aumento da vascularização, o edema e o aumento da espessura da epiderme abdominal.

9.1. MANEIO DO OVO INCUBÁVEL

A produção de pintos do dia de boa qualidade exige um bom manejo do ovo incubável, tanto a nível da exploração, do transporte, da sala e do equipamento de incubação e do manejo durante a incubação dos ovos. Nas regiões tropicais, quando as temperaturas do ar são próximas dos 30°C, os ovos devem ser recolhidos de hora-a-hora, porque

os embriões continuam a desenvolver-se rapidamente a esta temperatura. De seguida, eles devem ser prontamente transportados para uma sala refrigerada, de modo a baixar lentamente a temperatura do ovo e desta forma suspender o crescimento embrionário. Nas regiões temperadas, a frequência diária de recolha dos ovos depende, entre outros factores, do tamanho das aviculturas. Nos grandes aviários, os ovos são recolhidos 2-3 ou 3-5 vezes/dia e são armazenados num local fresco durante 4-7 ou 5-12 dias. Nos pequenos aviários, os ovos são normalmente recolhidos diariamente. Neles deve-se escrever, com um lápis, o dia e o mês da postura. Com esta informação, mais tarde, o produtor pode decidir-se pela sua venda, pelo seu consumo ou pela sua incubação. É igualmente importante proceder à correcta desinfecção dos ovos.

Os ovos a incubar devem ter sido postos por galinhas maduras e saudáveis, depois de cobertas por galos com boas características. Os ovos postos no solo (mais sujos), rachados ou malconformados não devem ser seleccionados para incubação. Os ovos incubáveis devem ser uniformes e de tamanho normal. De um modo geral, quanto maior for um ovo, maior será o seu período de incubação, ou seja, incubam pior. Os ovos grandes demoram cerca de 12 horas mais a eclodir que os ovos pequenos. Por seu turno, os ovos pequenos dão origem a pintos mais pequenos. Na verdade, os ovos muito grandes ou muito pequenos devem ser vendidos para consumo humano. Os ovos ovais eclodem melhor do que os fusiformes ou os arredondados. Os ovos castanho-escuros tendem a incubar melhor do que os castanhos-claros. Os ovos com dupla gema e alongados, assim como aqueles que apresentam uma casca de reduzida qualidade (fina, porosa ou areada), devem ser descartados.

Os ovos incubáveis são altamente perecíveis, pelo que devem ser armazenados sob condições muito específicas, tendo em vista a manutenção da sua incubabilidade. Os ovos respiram e perdem humidade por evaporação através dos poros. Logo após a postura, os ovos começam a perder água. Quando menor for o teor de humidade relativa do ar, maior é a perda de água. A perda de água tende a reduzir a viabilidade dos ovos, o que afecta a taxa de eclosão e a qualidade dos pintos do dia.

Os ovos fertilizados devem ser sujeitos a um arrefecimento controlado de modo a suspender o desenvolvimento embrionário até ao momento da incubação. Durante o desenvolvimento embrionário, a divisão celular torna-se mais lenta quando a temperatura ambiente é inferior a 26°C e pára completamente a temperaturas inferiores a 21°C (zero fisiológico). Por outro lado, os ovos a incubar, por exemplo, no prazo máximo de 7 dias devem ser armazenados num local arejado e com um teor de humidade relativa do ar adequado – 70-80%. Vários autores aconselham que estes ovos sejam armazenados a 16-17°C. Por seu turno, outros autores sugerem que eles sejam armazenados a 12-15°C. Quando armazenados por um período de tempo superior, os embriões tendem a desenvolver anomalias e a taxa de mortalidade tende a aumentar. Ainda assim os ovos armazenados a temperaturas mais baixas, por períodos de tempo mais longos, não se deterioram tanto como os ovos armazenados a temperaturas mais altas. De acordo com vários autores, os ovos armazenados a 10-13°C mantêm a sua incubabilidade durante 10-14 dias. Outros garantem que os ovos armazenados a temperaturas de 12°C, sob teores de humidade do ar de 85%, se mantêm viáveis por mais de 12 dias. Outros ainda afirmam que os ovos podem ser armazenados durante 30 dias à temperatura de 10°C, desde que sejam virados, pelo menos, uma vez por dia. Por cada dia extra de armazenamento pré-incubação dos ovos acresce uma hora ao seu tempo de incubação.

Os ovos devem ser armazenados com o polo mais largo virado para cima. De acordo com alguns autores, se os ovos forem incubados no prazo de 7 dias, a sua posição durante o armazenamento não é importante. Sempre que forem armazenados por um período de tempo superior a 10 dias devem ser posicionados com o polo mais estreito virado para cima. Os ovos armazenados por um período de tempo superior a 4-14 dias devem ser volteados diariamente. Desta forma previne-se que o embrião e a gema adiram à membrana da casca, o que causa a morte do embrião por desidratação.

Antes da incubação, a temperatura dos ovos deve ser elevada até à temperatura ambiente, evitando-se desta forma a sua desidratação (por transpiração). Por seu turno, o embrião deixa gradualmente o estado dormente e recomeça a divisão celular. Os ovos armazenados a baixas temperaturas devem ser pré-aquecidos durante 12-18 horas.

Os ovos transportados por via aérea não devem ser imediatamente colocados nas incubadoras após a sua chegada. Durante 24 horas, devem ser deixados a aquecer lentamente à temperatura ambiente.

10. DESENVOLVIMENTO DO EMBRIÃO

Nas aves, a eclosão dos ovos depende de factores como: a genética, a alimentação, a idade da galinha, a espessura e a porosidade da casca, o tempo e as condições de armazenamento do ovo antes da incubação, a temperatura e a humidade relativa do ar e o ambiente gasoso durante a incubação, entre outros. Todos estes factores podem afectar o metabolismo e o desenvolvimento do embrião e a qualidade do pinto do dia.

O desenvolvimento embrionário é feito à custa dos nutrientes presentes no ovo. Nas aves, o peso, o tamanho e a composição dos ovos, assim como o conteúdo em nutrientes presentes no soro e na casca do ovo são alguns dos factores que condicionam o desenvolvimento embrionário.

10.1. DESENVOLVIMENTO PRÉ-POSTURA

Após a fecundação iniciam-se os processos biológicos do desenvolvimento embrionário, já que o oviduto garante as condições adequadas ao mesmo. Cerca de três horas após a ovulação, os pronúcleos masculino e feminino fundem-se. Uma hora depois, quando o ovo já está no istmo, produz-se a primeira divisão. Cerca de 20 minutos depois, estas duas células dão origem à formação de quatro células. Quando o ovo chega ao útero está já no estágio de 8 células. A taxa de multiplicação celular tem uma progressão geométrica. Passadas 24 horas, tempo aproximado de permanência do embrião no corpo da galinha, formaram-se já alguns milhares de células.

Durante a passagem do embrião pelo oviduto, a blastoderme organiza-se sobre a gema. É constituída por células embrionárias em divisão. Com o aumento do número de células embrionárias, a blastoderme cresce devido à sobreposição de várias camadas concêntricas destas células e estende-se sobre a superfície da gema. Até ao estágio de 32 células, as divisões celulares são verticais. Posteriormente, elas tornam-se paralelas à superfície. Forma-se então uma cavidade subgerminal (blastocelo). Na superfície da blastoderme

aparecem duas áreas concêntricas visíveis a olho nu: no centro, a zona pelúcida (transparente) e na periferia, o blastocisto (opaco).

O processo de gastrulação é suspenso quando o ovo sai do corpo da galinha, onde era mantido a uma temperatura de aproximadamente 41°C (necessária ao seu desenvolvimento). Se o ovo fertilizado não for imediatamente incubado é necessário armazená-lo. Durante o armazenamento dos ovos, o desenvolvimento embrionário é temporariamente suspenso. O embrião entra num estado de letargia. A temperatura de armazenamento determina a duração do período de viabilidade do ovo fertilizado (Quadro 7.1). Esta suspensão mantém-se enquanto a temperatura dos ovos permanecer abaixo dos 21-22°C. Temperaturas superiores a 24°C interrompem o estado de letargia e o embrião volta a desenvolver-se. A partir deste momento, se as condições de incubação não forem as adequadas, o embrião debilita-se gradualmente e morre. Por outro lado, temperaturas superiores a 21°C promovem o crescimento de bactérias na casca dos ovos. O teor de humidade relativa do ar também tem de ser devidamente controlado. Caso contrário, os ovos perdem água através da casca (suam) ou ocorre o desenvolvimento de microrganismos ou de bolor sobre a casca.

QUADRO 7.1 – Tempo de armazenamento dos ovos férteis segundo a temperatura e o teor de humidade relativa do ar (Cormick, 2021)

Dias	Temperatura	Teor de humidade
1-3	18-21°C	75%
4-7	15-18°C	75%
7-12	12-15°C	80%
> 12	12°C	80%

10.2. DESENVOLVIMENTO PÓS-POSTURA

Quando o ovo fértil é posto, já o embrião é formado por vários milhares (> 50.000) de células localizadas sobre a superfície da gema de ovo. Se for submetido imediatamente a condições de incubação, o seu processo de desenvolvimento continua sem interrupções. A incubação do ovo de galinha dura entre 18-21 dias.

O desenvolvimento do embrião depende da temperatura e do teor de humidade relativa do ar, do volteio dos ovos e do ambiente gasoso durante o período de incubação.

10.2.1. TEMPERATURA DO AR

O desenvolvimento dos embriões é bastante sensível à temperatura do ar que os envolve durante a incubação. Na verdade, este parâmetro é provavelmente o mais importante de todos. Nas incubadoras com circulação de ar, ela deve rondar os 37-38°C. Nas incubadoras sem circulação de ar, ela deve ser 1,1°C mais elevada.

A temperatura do ar é fundamental ao normal desenvolvimento do embrião, ao sucesso da incubação e ao desenvolvimento do pinto pós-eclosão. As temperaturas elevadas aceleram o processo de incubação e as temperaturas baixas atrasam-no. Recomenda-se que a temperatura de incubação seja regulada em função do calor produzido naturalmente

pelo ovo. No início do processo de incubação, a temperatura do embrião (temperatura medida a nível da casca do ovo) é próxima da temperatura de incubação. A partir de meio do período de incubação, o embrião aumenta a produção de calor, pelo que é importante estabelecer um esquema de medição da sua temperatura, com recurso a um termómetro de infravermelhos, e de ajustamento da mesma e da ventilação dentro da incubadora.

A linhagem condiciona a produção de calor metabólico por parte do embrião. Assim, por exemplo, nas linhagens com um elevado potencial de crescimento, os embriões tendem a produzir mais calor metabólico. Por outro lado, os ovos produzidos por galinhas de diferentes estirpes têm normalmente diferentes tamanhos. O tamanho dos ovos influencia a taxa de dissipação do calor produzido pelo embrião.

Vários autores afirmam que as melhores taxas de desenvolvimento do embrião e de incubação se obtêm quando a incubação é feita sob uma temperatura do ar constante de 37,8°C. Vários autores salientam que a manutenção constante desta temperatura do ar é particularmente importante entre o 0-10º dia de incubação.

Os embriões não suportam temperaturas do ar elevadas. Mesmo que aplicadas por um curto período de tempo, temperaturas do ar ligeiramente superiores às recomendadas resultam num aumento da taxa de mortalidade. Na verdade, as elevadas temperaturas do ar promovem a desidratação precoce das membranas embrionárias. Os pintos que conseguem eclodir apresentam um andar instável. Por seu turno, as baixas temperaturas do ar afectam negativamente o desenvolvimento embrionário. Elas retardam a divisão celular e aumentam acentuadamente a incidência de erros nas divisões celulares. O arrefecimento dos ovos por curtos períodos de tempo não parece afectar significativamente o sucesso da incubação, até porque estes tendem a ocorrer naturalmente quando as galinhas abandonam o ninho, por exemplo, para se alimentarem. Todavia, nos últimos 2 dias do período de incubação, os embriões são muito sensíveis à diminuição da temperatura.

10.2.2. TEOR DE HUMIDADE RELATIVA DO AR

Durante a incubação, o teor de humidade relativa do ar tem de ser devidamente controlado. À medida que a temperatura do ar aumenta, a capacidade deste absorver e conservar humidade diminui. É através dos poros da casca dos ovos que os pintos respiram e perdem alguma água durante a sua formação. A perda de massa do ovo, associada à taxa de evaporação de água, depende do teor de humidade relativa do ar e da qualidade da casca. Esta última varia muito com a idade da galinha e entre ovos. Os ovos postos por galinhas mais velhas devem ser incubados sob teores de humidade do ar mais elevados, uma vez que perdem água com mais facilidade (maior conductibilidade da casca). Os ovos maiores têm uma área de superfície de casca, por unidade de peso, menor que os ovos pequenos. Os ovos de casca fina e porosa perdem mais água que os de casca mais grossa.

A incubação dos ovos deve ser feita sob teores de humidade do ar de 40-60%. Dentro da incubadora, quando os teores de humidade relativa do ar são baixos, a evaporação do ovo é elevada e o embrião cola-se à casca. Segundo vários autores, os teores de humidade relativa do ar indicados para os primeiros 19 dias de incubação são de 50-60%. Nos dois dias seguintes, estes teores devem aumentar gradualmente até aos 65-75% (pico da eclosão). O aumento dos teores de humidade relativa do ar deve ser acompanhado de uma ligeira diminuição da temperatura do ar.

O tamanho dos pintos à eclosão depende das perdas de humidade. Se os ovos se desidratam rapidamente, os pintos eclodem mais pequenos. Pelo contrário, se os ovos não se desidratam normalmente, os pintos nascem grandes e molhados.

10.2.3. VENTILAÇÃO

Ao nível do mar, a percentagem de O_2 no ar é de aproximadamente 21%. Assim, as melhores taxas de incubabilidade são conseguidas quando a percentagem de O_2 no ar é próxima dos 21%. À medida que os embriões se desenvolvem, torna-se cada vez mais premente o fornecimento de O_2 e a eliminação do CO_2 e de vapor de água através das membranas e dos poros dos ovos. A taxa de incubação dos ovos pode diminuir 5% por cada redução de 1% da concentração de O_2 no ar. Nas incubações bem-sucedidas, à medida que o tempo passa, aumenta a produção diária de CO_2 . Na verdade, com o avançar do estado de desenvolvimento dos embriões, as necessidades em O_2 sobem, ao mesmo tempo que aumenta a produção de CO_2 .

Nas incubadoras, a percentagem de CO_2 no ar não deve exceder os 0,5%. Quando a concentração de CO_2 no ar atinge os 5%, a taxa de incubabilidade atinge os 0%. Contudo, vários autores afirmam que os embriões em desenvolvimento toleram ambientes com elevados teores CO_2 . Nos primeiros 10 dias de incubação, o encerramento das saídas de ar eleva a taxa de eclosão e a qualidade dos pintos. Este procedimento resulta num ambiente com um teor de humidade relativa do ar superior a 70% e com teores de CO_2 de 1,5%. A sala, onde estão localizadas as incubadoras, deve ser bem ventilada. Nas incubadoras, as ventoinhas internas devem atingir as 7.200 rpm. Desta forma assegura-se que o ar circula entre o tecto e o chão do equipamento, gerando um movimento circular que impede a formação de pontos quentes.

O momento da eclosão dos pintos é provavelmente ditado pelo decréscimo do fornecimento de O_2 e pelo aumento dos teores de CO_2 dentro do ovo, resultante da actividade pulmonar.

10.2.4. VOLTEIO

Sob condições naturais, as galinhas viram os ovos frequentemente. A forma do ovo e do ninho fazem com que os ovos permaneçam numa posição horizontal, com o polo mais largo ligeiramente levantada. Esta posição permite ao embrião desenvolver-se no polo grande do ovo (com a cabeça voltada para a câmara de ar) e eclodir através desta extremidade. O sucesso da incubação artificial depende do recriar destas condições.

Ao que tudo indica, os ovos devem ser volteados 6-8 vezes por dia (cada 3-4 horas). Na maioria das incubadoras comerciais, os ovos, colocados com o polo grande voltado para cima, são rodados automaticamente, para a frente e para trás, até 45° da posição vertical. Os fabricantes de algumas incubadoras indicam que os ovos devem ser colocados no seu interior horizontalmente. Presentemente, muitas empresas suspendem o volteio dos ovos nos últimos 3-4 dias de incubação. Nas pequenas incubadoras, o volteio manual deve ser feito rapidamente, para não alterar por grandes períodos de tempo as condições de incubação.

O volteio adequado dos ovos assegura o seu aquecimento uniforme. Desta forma, ele reduz a ocorrência de problemas associados ao mau posicionamento dos ovos dentro da

incubadora e da ligação anormal do embrião ou das membranas embrionárias à casca e favorece o encerramento atempado das membranas alantóidea e coriônica e a utilização adequada da albumina. Consequentemente, diminuem os casos de malformações e de morte embrionária. O volteio deficitário dos ovos resulta no atraso da eclosão e afecta negativamente a qualidade do pinto do dia.

10.2.5.DESENVOLVIMENTO EMBRIONÁRIO

Sob condições ideais de incubação, o embrião passará pelas transformações que a seguir se descrevem.

10.2.5.1. PRIMEIRO DIA DE INCUBAÇÃO

Começam a formar-se os vasos sanguíneos (Figura 7.15). Forma-se o coração. A cabeça começa a delinear-se, aparecendo os olhos e os orifícios dos ouvidos. Aparece o tracto digestivo e a medula espinal.



FIGURA 7.15 – Desenvolvimento embrionário diário de um pinto.

10.2.5.2. SEGUNDO DIA DE INCUBAÇÃO

O coração começa a bater e inicia-se a formação dos ouvidos.

10.2.5.3. TERCEIRO DIA DE INCUBAÇÃO

Desenvolve-se rapidamente o sistema circulatório. Começa a formar-se o bico. Aparecem os primórdios dos membros anteriores e posteriores.

10.2.5.4. QUARTO DIA DE INCUBAÇÃO

O sistema circulatório torna-se visível. Pode-se ver o cérebro e os tecidos nervosos. A língua começa a formar-se. No final do dia, todos os órgãos estão formados.

10.2.5.5. QUINTO DIA DE INCUBAÇÃO

O coração começa a adquirir a sua forma definitiva e os vasos sanguíneos do saco da gema cobrem a maior parte da sua superfície. Os órgãos sexuais diferenciam-se e começa a definir-se o sexo do embrião.

10.2.5.6. SEXTO DIA DE INCUBAÇÃO

Surgem as patas e as asas. O bico e o “dente do ovo” começam a adquirir a sua forma definitiva.

10.2.5.7. SÉTIMO DIA DE INCUBAÇÃO

O corpo começa a desenvolver-se mais depressa do que a cabeça. Podem-se observar alguns movimentos voluntários.

10.2.5.8. OITAVO DIA DE INCUBAÇÃO

Distingue-se os pontos de onde surgirão os canhões das penas. Podem-se observar alguns movimentos voluntários.

10.2.5.9. DÉCIMO DIA DE INCUBAÇÃO

O embrião adquire o aspecto definitivo de um pinto. Podem apreciar-se os dedos e as escamas das patas.

10.2.5.10. DÉCIMO TERCEIRO DIA DE INCUBAÇÃO

A maioria dos órgãos já estão bem diferenciados (Figura 7.16). O esqueleto começa a calcificar. Torna-se visível a plumagem e a sua cor.

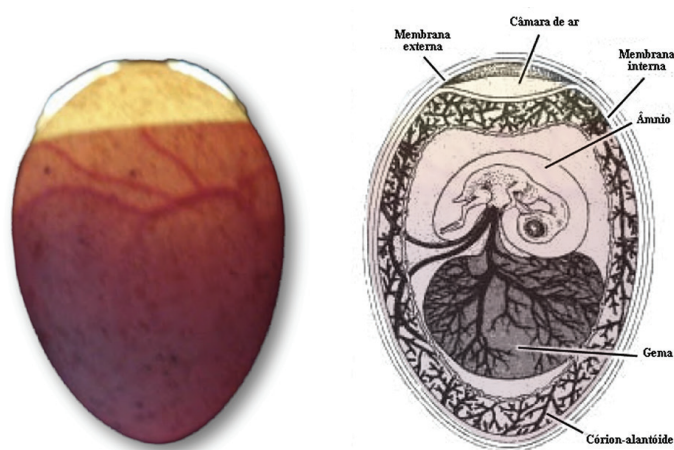


FIGURA 7.16 – Embrião no 13º dia de incubação (Segundo Vaca, 2003).

10.2.5.11. DÉCIMO QUARTO DIA DE INCUBAÇÃO

O embrião roda e fica com a cabeça voltada para o polo mais largo do ovo, onde se localiza a câmara de ar.

10.2.5.12. DÉCIMO SÉTIMO DIA DE INCUBAÇÃO

O pinto está completamente formado, podendo ver-se claramente o bico e as unhas das patas. A cabeça está normalmente colocada debaixo da asa direita, perto da câmara de ar.

10.2.5.13. DÉCIMO NONO DIA DE INCUBAÇÃO

O saco vitelino, com o que resta do material da gema, começa a ser absorvido pelo corpo do pinto. Este material alimentará o pinto nos primeiros dias de vida.

10.2.5.14. VIGÉSIMO DIA DE INCUBAÇÃO

O saco vitelino é todo absorvido pelo corpo. O bico entra na câmara de ar e o animal inicia a respiração pulmonar. De seguida, o pinto começa a bicar a parte interior da casca até a perfurar e começa a respirar ar exterior.

10.2.5.15. VIGÉSIMO PRIMEIRO DIA DE INCUBAÇÃO

Depois de perfurar a casca, o pinto demora 10-20 horas a rompê-la o suficiente para poder sair. Normalmente, o pinto sai do ovo pelo polo mais largo (onde se situava a câmara de ar).

Poucas horas após a eclosão, o pinto apresenta uma plumagem seca e lustrosa e move-se activamente, capaz de procurar água e alimentos sólidos.

10.3. MORTALIDADE EMBRIONÁRIA

A taxa de mortalidade varia muito entre lotes de ovos incubados. Ela é influenciada por múltiplos factores. a taxa de mortalidade embrionária varia com o tempo de incubação. Na verdade, ainda que o embrião possa morrer em qualquer momento, a mortalidade tende a ser mais frequente nas primeiras 48 horas, por volta do 5º dia, no 17-19º dia e quando da eclosão (Quadro 7.2).

QUADRO 7.2 – Variação da taxa de mortalidade embrionária em função do tempo de incubação (ISA, 2009)

Dia de incubação	%
0-4 dias	30
5-17 dias	10
18-21 dias	60

Nas primeiras 48 horas, a mortalidade embrionária é normalmente subestimada e os ovos são frequentemente erradamente classificados como claros. Resulta, normalmente, de ajustamentos fisiológicos do embrião, à medida que os vários sistemas começam a funcionar. Os estádios de maior fragilidade correspondem ao estabelecimento da linha primitiva (10-16 horas) e do sistema sanguíneo da gema (2º dia). O primeiro depende muito da idade do ovo (quando colocado na incubadora), das condições em que esteve armazenamento e do seu transporte. O segundo parece resultar de uma temperatura de incubação insuficiente, combinada com um envelhecimento exagerado do ovo. Por volta

do 5º dia de incubação, o embrião é muito sensível a choques e a vibrações. Nessa altura termina a formação do saco vitelino e desaparece a membrana vitelina. Consequentemente, a realização da ovoscopia é desaconselhada. A inadequada viragem dos ovos pode ditar a morte embrionária.

No final do período de incubação, os rins (15º dia) e, particularmente, os pulmões (18-20º dia) começam a funcionar. Os principais problemas respiratórios que podem resultar na morte do embrião são a persistência do líquido amniótico, os distúrbios mecânicos causados pelo mau posicionamento do embrião e as afecções do sistema respiratório. As afecções nos sistemas respiratório e nervoso podem ainda ser causadas por temperaturas de incubação inadequadas.

No momento da eclosão, o pinto pode morrer por exaustão devido aos movimentos respiratórios e musculares que executa ao tentar sair da casca. Nesta fase da incubação, os teores de humidade e de CO₂ devem ser mais elevados do que nas fases anteriores da incubação. Por seu turno, as elevadas temperaturas do ar tendem a acelerar a reabsorção do saco vitelino, causam a hipertrofia relativa das vísceras e ditam o rápido encerramento do abdómen. Finalmente, o embrião também pode morrer devido a anomalias genéticas.

11. DIAGNÓSTICO DE "GESTAÇÃO" (OVOSCOPIA)

Nem todos os ovos postos são férteis. A fertilidade dos ovos pode ser avaliada por ovoscopia. Esta revela a condição da casca do ovo, bem como o seu aspecto interno. A ovoscopia deve ser feita 5-10 dias após o início da incubação. Os ovos a inspeccionar devem estar intactos e limpos. A câmara de ovoscopia deve estar devidamente escurecida para assegurar uma maior precisão do seu resultado. De seguida faz-se incidir um foco de luz muito intensa sobre os ovos em movimento de rotação. Nessa altura, no ovo fértil podem ser observadas as estruturas anteriormente descritas nos subcapítulos de 10.2.1 a 10.2.15 (Figura 7.16).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Akil, R. e Zakaria, H., 2015. Egg laying characteristics, egg weight, embryo development, hatching weight and post-hatch growth in relation to oviposition time of broiler breeders. *Animal Reproduction Science*, **156**, 103-110.
- Appleby, M.C., Mench, J.A. e Hughes, B.O., 2004. Poultry behaviour and welfare. CABI Publishing, Wallingford, RU, 276 pp..
- Bakst, M.R. e Dymond, J.S., 2013. Artificial insemination in poultry. In: Success in artificial insemination – Quality of semen and diagnostics employed, A. Lemma (Editor), IntechOpen, <https://www.intechopen.com/books/success-in-artificial-insemination-quality-of-semen-and-diagnostics-employed/artificial-insemination-in-poultry>
- Barbosa, F.J.V., Nascimento, M.P.S.B., Diniz, F.M., Nascimento, H.T.S. e Neto, R.B.A., 2007. Sistema alternativo de criação de galinhas caipiras. Embrapa Meio-Norte, Sistemas de Produção 4, 1-7. In: https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/Fontes_HTML/Ave/SistemaAlternativoCriacaoGalinhaCaipira/Instalacoesequipamentos.htm (consultado a 23/04/2021)
- Barrett, R.K. e Underwood, H., 1991. Retinally perceived light can entrain the pineal melatonin rhythm in Japanese quail. *Brain Research*, **563** (1-2), 87-93.
- Barroeta, A.C., Izquierdo, D. e Pérez, J.F., 2014. Manual de avicultura. Breve manual de aproximación a la empresa avícola para estudiantes de veterinaria. Universidade Autònoma de Barcelona, Barcelona, Espanha, 60 pp..
- Bédécarrats, G.Y., Baxter, M. e Sparling, B., 2016. An updated model to describe the neuroendocrine control of reproduction in chickens. *General and Comparative Endocrinology*, **227**, 58-63.
- Bédécarrats, G.Y. e Hanlon, C., 2017. Effect of lighting and photoperiod on chicken egg production and quality. In: Egg innovations and strategies for improvements, P.Y. Hester (Ed), Academic Press, Cambridge, EUA, 590 pp..
- Bell, D.D., 2002a. Anatomy of the chicken. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Bell, D.D., 2002a. Formation of the egg. In: Commercial chicken meat and egg production, D.D. Bell e W.D. Weaver (Eds), 5ª Edição, Springer Science+Business Media, LLC, Nova Iorque, EUA, 1365 pp..
- Benoff, F.H. e Renden, J.A., 1978. The effect of oviposition on fertility in chickens. *Poultry Science*, **57**, 1771-1772.
- Birkhead, T.R. e Pizzari, T., 2009. Sperm competition and fertilization success. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..
- Blesbois, E., 2012. Biological features of the avian male gamete and their application to biotechnology of conservation. *Japan Poultry Science*, **49**, 141-149.
- Brillard, J.P., 1992. Factors affecting oviductal sperm storage in domestic fowl following artificial insemination. *Animal Reproduction Science*, **27** (2-3), 247-256.
- Brillard, J.P., 1993. Sperm storage and transport following natural mating and artificial insemination. *Poultry Science*, **72**, 923-928.
- Bruggeman, V., Tona, K., Onagbesan, O. e Decuypere, E., 2009. Hatching egg and chick quality. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..
- Castillo, C.C., 2019. Ovos. Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil, 22 pp.. (Documento interno)
- Chen, C.-F., Shiue, Y.L., Yen, C.-J., Tang, P.-C., Chang, H.-C. e Lee, Y.-P., 2007. Laying traits and underlying transcripts, expressed in the hypothalamus and pituitary gland, that were associated with egg production variability in chickens. *Theriogenology*, **68** (9), 1305-1315.
- Chibinga, M.M., 2016. Practical village chicken production. In: Training manual. S. Boyd (Ed), Brethren in Christ Church, Choma, Zâmbia, 33 pp..
- Cole, H.H. e Cupps, P.T., 1977. Reproduction in domestic animals. 3ª Edição, Academic Press, Inc., Nova Iorque, EUA, 665 pp..
- Compton, M.M. e Van Krey, H.P., 1979. Emptying of the uterovaginal sperm storage glands in the absence of ovulation and oviposition in the domestic hen. *Poultry Science*, **58**, 187-190.
- Cormick, J., 2021. Armazenamento de ovos: boas práticas. Petersime, Incubators & Hatcheries. In: <https://www.petersime.com/pt-BR/departamento-de-desenvolvimento-do-incubatorio/armazenamento-de-ovos-boas-praticas/> (consultado a 22/04/2021)
- Daghir, N.J. e Jones, R., 2008. Breeder and hatchery management in hot climates. In: Poultry production in hot climates, N.J. Daghir (Ed), 2ª edição, CAB International, Oxfordshire, RU, 387 pp..
- D'Hondt, E., Eelena, M., Berghman, L. e Vandesande, F., 2000. Colocalization of arginine-vasotocin and chicken luteinizing hormone-releasing hormone-I (cLHRH-I) in the preoptic-hypothalamic region of the chicken. *Brain Research*, **856** (1-2), 55-67.
- Domjan, M. e Gutiérrez, G., 2019. The behavior system for sexual learning. *Behavioural Processes*, **162**, 184-196.
- Donoghue, A.M. e Wishart, G.J., 2000. Storage of poultry semen. *Animal Reproduction Science*, **62**, 213-232.
- Dunn, I.C., Ciccone, N.A. e Joseph, N.T., 1996. Endocrinology and genetics of the hypothalamic-pituitary-gonadal axis. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), CAB International, Oxfordshire, RU, 464 pp..
- Etches, R.J., 1996. The ovulatory cycle of the hen. *Critical Reviews in Poultry Biology*, **2**, 293-318.
- Franzo, V.S. e Vulcani, V.A.S., 2010. Epidídimo e testículo de aves: Revisão literária. *PUBVET, Londrina*, **4** (21), Ed. 126, Art. 852.
- Geng, A.L., Zhang, Y., Zhang, J., Wang, H.H. Chu, Q. e Liu, H.G., 2018. Effects of lighting pattern and photoperiod on egg production and egg quality of a native chicken under free-range condition. *Poultry Science*, **97** (7), 2378-2384.

- Getachew, T., 2016. A review article of artificial insemination in poultry. *World's Veterinary Journal*, **6** (1), 26-35.
- Ghosh, N. e Samanta, R., 2008. Manual on avian production and management. International Book Distributing Co., Meerabai Marg, India, 156 pp..
- Hafez, E.S.E., 1987. Reproduction in farm animals. 5ª Edição, Lea & Febiger, Filadélfia, EUA, 649 pp..
- Harvey, S., Scanes, C.G. e Phillips, J.G., 1987. Avian reproduction. In: Fundamentals of comparative vertebrate endocrinology, I. Chester-Jones, I., P.M. Ingleton e J.G. Phillips (Eds), Springer, Londres, RU, 125-185.
- Hemmings, N., Birkhead, T.R., Brillard, J.P., Froment, P. e Briere, S., 2015. Timing associated with oviductal sperm storage and release after artificial insemination in domestic hens. *Theriogenology*, **83** (7), 1174-1178.
- Iqbal, J., Khan, S.H., Mukhtara, N., Ahmed, T. e Pashad, R.A., 2014. Effects of egg size (weight) and age on hatching performance and chick quality of broiler breeder. *Journal of Applied Animal Research (Online)*, DOI: 10.1080/09712119.2014.987294
- ISA, 2009. From egg to chicken. Hatchery manual. ISA A Hendrix Genetics Company, Boxmeer, Holanda, 46 pp..
- iStock, 2020. Composição vitamínica do ovo. In: <https://www.istockphoto.com/br/foto/composi%C3%A7%C3%A3o-da-vitamina-de-ovo-de-galinha-gm953869884-260412144> (consultado a 11/01/2020)
- Jácome I.M.T.D., Rossi L.A. e Borille R., 2014. Influence of artificial lighting on the performance and egg quality of commercial layers: a review. *Brazilian Journal of Poultry Science*, **16** (4), 337-344.
- Johnson, A.L., 2000. Reproduction in the female. In: Sturkie's avian physiology. G.C. Whittow (Ed), 5ª Edição, Academic Press, Cambridge, EUA, 704 pp..
- Johnson, P., 2017. Reprodução das aves domésticas. In: Dukes fisiologia dos animais domésticos. W.O. Reece, H.H. Erickson, J.P. Goff e E.E. Uemura (Eds), 13ª Edição, Editora Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, Brasil, 740 pp..
- Jurkevich, A. e R. Grossmann, R., 2003. Vasotocin and reproductive functions of the domestic chicken. *Domestic Animal Endocrinology*, **25** (1), 93-99.
- Leite, M.A.S. e Leal, A.T.M.V., 2012. Coleta de sêmen e inseminação artificial em galinhas. Boletim Técnico, nº 71, Universidade de Lavras, Minas Gerais, Brasil, 19 pp..
- Li, W.L., Liu, Y., Yu, Y.C., Huang, Y.M., Liang, S.D. e Shi, Z.D., 2011. Prolactin plays a stimulatory role in ovarian follicular development and egg laying in chicken hens. *Domestic Animal Endocrinology*, **41** (2), 57-66.
- Løvlie, H., 2007. Pre- and post-copulatory sexual selection in the fowl, *Gallus gallus*. Stockholm University, Estocolmo, Suécia, 41 pp.. (Tese de doutoramento)
- Ma, Y., Yao, J., Zhou, S., Mi, Y., Tan, X. e Zhang, C., 2020. Enhancing effect of FSH on follicular development through yolk formation and deposition in the low-yield laying chickens. *Theriogenology*, **157**, 418-430.
- Manwar, S.J., 2020. Hatchery practices. In: Avian (poultry) production, D. Sapkota, D. Narahari e J.D. Mahanta (Eds), 2ª Edição, New India Publishing Agency, Nova Deli, Índia, 361 pp..
- Mohan, J., Sharma, S.K., Kolluri, G. e Dahma, K., 2018. History of artificial insemination in poultry, its components and significance. *World's Poultry Science Journal*, **74**, 475-488.
- Navara, K.J. e Wrobel, E.R., 2019. Frequent double ovipositions in two flocks of laying hens. *Poultry Science*, **98** (4), 1903-1910.
- Opel, H. e Proudman, J.A., 1980. Failure of mammalian prolactin to induce incubation behavior in chickens and turkeys. *Poultry Science*, **59**, 2550-2558.
- Parkhurst, C. e Mountney, G.J., 1988. Poultry meat and egg production. Chapman & Hall, Nova Iorque, EUA, 294 pp..
- Ritchison, G., 2021. Avian biology: Everything you wanted to know about birds... and more. In: <http://people.eku.edu/ritchisong/avianreproduction.html> (consultado a 25/03/2021)
- Satterlee, D.G., Castille, S.A. e Fioretti, W.C., 2006. Active immunization of broiler breeder cockerels against chicken inhibin accelerates puberty and prevents age-induced testicular involution. *Poultry Science*, **85**, 1087-1094.
- Sauveur, B., 1988. Reproduction des volailles et production d'œuf. INRA, Paris, França, 449 pp..
- Scanes, C.G., Butler, L.D. e Kidd, M.T., 2020. Reproductive management of poultry. In: Animal agriculture. Sustainability, challenges and innovations, F.W. Bazer, G.C. Lamb e G. Wu (Eds), Elsevier Inc., Amsterdão, Holanda, 516 pp..
- Sharp, P.J., 2009. Broodiness and broody control. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..
- Shuaibu, A., Mbap, S.T., Mancha, Y.P. e Ja'afar, A.M., 2019. Prediction of testicular weight in local chickens using linear body measurements. *Journal of Agriculture and Veterinary Science*, **12** (1), 64-70.
- Sonaiya, E.B. e Swan, S.E.J., 2004. Manual. Small-scale poultry production. Technical guide. FAO Animal Production and Health 1, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma, Itália, 119 pp..
- Spies, A.A.B., Robinson, F.E., Renema, R.A., Feddes, J.J.R., Zuidhof, M.J. e Fitzsimmons, 2000. The effects of body weight and long photoperiods on early production parameters and morphological characteristics of broiler breeder hens. *Poultry Science*, **79**, 1094-1100.
- Squires, E.J., 2003. Applied animal endocrinology. CABI Publishing, Wallinghton, RU, 272 pp..
- Tabatabaei, S., Batavani, R.A. e Talebi, A.R., 2009. Comparison of oviductal sperm age on fertility, hatchability and embryonic death rates in Iranian indigenous and ross-308 broiler breeder chickens. *Journal of Animal and Veterinary*, **8**, 85-89.

Tutorialspoint, 2019. Biology – Reproduction in animals. In: <http://aven.amritalearning.com/index.php?sub=101&brch=296&sim=1493&cnt=3447> (consultado a 11/01/2020)

Vaca, L.A., 2003. Producción avícola. EUNED, San José, Costa Rica, 256 pp..

Van den Brand, H., Sosef, M.P., Lourens, A. e van Harn, J., 2016. Effects of floor eggs on hatchability and later life performance in broiler chickens. *Poultry Science*, **95** (5), 1025-1032.

Van der Klein, S.A.S., Zuidhof, K.M. e Bédécarrats, G.Y., 2020. Diurnal and seasonal dynamics affecting egg production in meat chickens: A review of mechanisms associated with reproductive dysregulation. *Animal Reproduction Science*, **213**, 106257.

Wishart, G.J., 2009. Semen quality and semen storage. In: *Biology of breeding poultry*, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..

Yang, Y., Liu, Q., Wang, T. e Pan, J., 2020. Wavelength-specific artificial light disrupts molecular clock in avian species: A power-calibrated statistical approach. *Environmental Pollution*, **265** (B), 114206.

Zabudskii, Y.I., 2016. Reproductive function in hybrid poultry, III. An impact of breeder flock age. *Agricultural Biology*, **51** (4), 436-449.

Zhang, Z.C., Wang, Y.G., Li, L., Yin, H.D., Li, D.Y., Wang, Y., Zhao, X.L., Liu, Y.P. e Zhu, Q., 2016. Circadian clock genes are rhythmically expressed in specific segments of the hen oviduct. *Poultry Science*, **95** (7), 1653-1659.



8.

COMPORTAMENTO SEXUAL NAS AVES

PAULO AFONSO¹, HÉLDER QUINTAS¹, RAMIRO VALENTIM¹

¹ Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal.

O objectivo final do comportamento sexual é a reprodução. Contudo, a fertilização dos ovos é o resultado final de uma intrincada e longa sequência de comportamentos que começa com a procura de um potencial parceiro sexual, aproximação ao mesmo e seu cortejamento. Se o cortejamento for bem-sucedido, a parelha pode envolver-se na cópula, de que resultará o nascimento de um novo ser.

1. DESENVOLVIMENTO SEXUAL

A actividade sexual é o resultado da acção dos genes e da experiência (aprendizagem) de cada indivíduo. O *imprinting* sexual ocorre durante um período sensível que antecede o estabelecimento da puberdade. Este período permanece pouco claro, mas parece ocorrer nos frangos quando estes têm 10-12 semanas de vida. Nessa altura, a criação dos frangos em grupos homossexuais (separados por sexo) parece afectar negativamente o seu futuro comportamento sexual. Vários autores sugerem que os pintos destinados a ser dadores de sêmen, em programas de inseminação artificial, devem sofrer imprinting relativamente aos seres humanos. De igual modo, os pintos que irão ser usados na cobertura de outras estirpes ou linha, com características morfológicas e de plumagem muito diferentes, devem ser criados em lotes mistos, de modo a evitar a infertilidade no início da actividade reprodutiva.

Os frangos de carne são frequentemente criados em grupos homossexuais para melhor se controlar o seu crescimento. Neste caso, alguns autores propõem que os galos sejam colocados junto das galinhas 4-6 semanas antes do começo da postura. Outros autores sugerem a utilização de modelos de galinhas para estimular o futuro comportamento copulador. Contudo, os galos preferem interagir com objectos móveis e que apresentem padrões de movimento biológicos do que com objectos imóveis. A cabeça e o pescoço, assim como a distância entre estas duas regiões corporais, mais do que a presença de penas ou a textura do modelo, têm um importante impacto no futuro comportamento sexual dos galos.

Nos frangos muito jovens, o desempenho sexual não pode ser correctamente avaliado. Contudo, entre os 30-80 dias, os frangos podem já manifestar alguns padrões do comportamento sexual – aproximarem-se das fêmeas por trás, pactear e agachar. A libido só pode ser testada com sucesso pouco tempo após o estabelecimento da puberdade, pelo menos nos galos Leghorn (raças de poedeiras). Nestes animais é possível seleccionar futuros reprodutores antes mesmo deles serem usados como reprodutores. Porém, nos frangos de carne (variedades de crescimento rápido e com características físicas particulares) não foi possível estabelecer qualquer relação entre a actividade copuladora e a taxa de fertilidade. Estes machos podem apresentar uma boa libido, mas serem subfêrteis, particularmente se o seu tamanho ou a sua conformação lhes dificultar o contacto cloacal pleno. Mais, mesmo que o seu sêmen seja de qualidade, a taxa de fertilidade

tende a ser muito reduzida porque eles são propensos a desenvolver problemas esqueléticos que reduzem a sua motivação sexual.

Durante o crescimento das frangas, a presença dos machos parece não ser essencial ao estabelecimento da puberdade. Vários autores discordam desta opinião. Alguns deles afirmam mesmo que as galinhas poedeiras podem começar a pôr ovos mais cedo (em cerca de 1 semana) se, pelo menos, ouvirem gravações ou se virem os galos.

2. MOTIVAÇÃO SEXUAL

Nos galos, a libido apresenta importantes variações genéticas e individuais, o que possibilita a selecção dos machos mais competentes e a escolha das estirpes ou linhas com melhor comportamento copulador. Infelizmente, muitos trabalhos realizados no passado conduziram a resultados não desejados. Assim, por exemplo, a selecção baseada na frequência copuladora, resultou na criação de galos produtores de ejaculados pouco volumosos.

Na monta natural, a relação entre galos e galinhas deve ser de 1:10 (10%), embora alguns galos consigam cobrir bem mais de 10 galinhas. Alguns autores propõem mesmo uma relação de 1,5:10. Depois de cobrir uma galinha, um galo pode voltar a fazê-lo se ela não se afastar e continuar receptiva – vinculação sexual. Contudo, o intervalo entre cobrições tende a aumentar. A repetição das montas de uma galinha tende a aumentar a taxa de fertilidade, mas a sua vantagem parece ser diminuta. No galo, o declínio da motivação sexual não é causado por exaustão, mas sim por habituação à galinha. Na verdade, se outra galinha se tornar receptiva, o galo procura imediatamente cobri-la – “Efeito Coolidge”. Nos grandes bandos, a habituação à galinha não é normalmente um problema. Nas pequenas produções, o seu impacto real é desconhecido.

Nas galinhas, a rapidez com que elas aceitam o galo depende da sua genética e do galo. As galinhas aceitam múltiplas cobrições. Uma vez que elas conseguem armazenar sêmen em tubos presentes no oviduto e este consegue manter a sua capacidade fertilizadora por um prolongado período de tempo (10-14 dias), a repetição da cobrição da mesma galinha parece não alterar significativamente a taxa de fertilidade.

Nos grandes bandos existe certamente um limite à frequência e ao número de cobrições realizadas tanto por galos como por galinhas. Todavia, os indivíduos de ambos os sexos conseguem alterar o seu comportamento de modo a compensar, até certo ponto, o comportamento do outro sexo. Enquanto as galinhas sexualmente satisfeitas tendem a não copular com outro galo, as sexualmente insatisfeitas tendem a procurar outro galo. Os galos tendem a cortejar de forma mais activa as galinhas sexualmente satisfeitas. No mesmo sentido, as galinhas tendem a agachar-se mais depressa na presença de galos sexualmente satisfeitos.

3. SISTEMAS DE EMPARELHAMENTO

As aves domesticadas podem adoptar diferentes estratégias reprodutivas ou sistemas de emparelhamento. Todas elas estão presentes nos seus antepassados silvestres. Elas podem ser monogâmicas, poligâmicas ou poliândricas. Geralmente, os machos e as fêmeas adoptam diferentes estratégias reprodutivas, o que resulta em conflitos quando da

cobrição. Os machos procuram cobrir o maior número possível de fêmeas e as fêmeas escolhem os machos que entendem ter as melhores características genéticas.

Na monogamia, ambos os progenitores participam na criação das crias, o que aumenta as suas probabilidades de sobrevivência. Os pares monogâmicos podem manter-se juntos apenas por alguns dias, durante a estação reprodutiva, ao longo de várias estações reprodutivas ou toda a vida. Em muitas espécies, caso surja a oportunidade, os membros de um casal monogâmico copulam com outros indivíduos (estratégia reprodutiva secundária). Este comportamento favorece os machos, desde que eles fertilizem outra fêmea e esta depois cuide sozinha das crias. No caso das fêmeas, ele favorece eventualmente o acesso a machos geneticamente superiores ou mais férteis.

A poligamia ocorre fundamentalmente quando as condições ambientais ou comportamentais criam “aglomerados” ecológicos ou quando há um excesso de fêmeas, o que facilita a formação simultânea ou sucessiva de várias pares. Por seu turno, a poliandria implica a emancipação da fêmea relativamente aos cuidados a prestar às crias e surge quando o número de machos é superior ao das fêmeas, as disponibilidades naturais de alimentos são reduzidas ou a fêmea apresenta uma fraca condição corporal pós-postura.

Na poliandria, a selecção sexual pode mesmo continuar após a cópula, por escolha da fêmea (ela pode ejectar o sêmen) e por competição espermática.

Os galos silvestres e domesticados formam haréns poligâmicos com um galo dominante, responsável pela manutenção de um território e que monopoliza a cobrição das galinhas que nele vivem durante a estação reprodutiva. Os galos subordinados, tolerados nas imediações do harém, tornam-se solitários ou formam bandos de machos. Os galos silvestres que vivem em zonas com vegetação densa tendem a formar haréns de menores dimensões – até 4 galinhas. Em zonas mais abertas, estes animais tendem a formar bandos mais numerosos e em que galos e galinhas de bandos adjacentes podem mudar periodicamente de bando. Estes bandos têm entre 4-12 galinhas, dependendo das condições ambientais locais.

Em muitas espécies de aves, o estabelecimento de um território é um pré-requisito necessário à actividade reprodutiva. Este é defendido contra a entrada de outros indivíduos da mesma espécie. Durante a estação reprodutiva, os galos estabelecem um território para o qual atraem as galinhas. Podem formar haréns durante todo o ano, definindo um território apenas no decurso da estação reprodutiva. Alternativamente, na estação reprodutiva, os galos e as galinhas congregam-se e formam bandos especiais em que as galinhas seleccionam os galos que querem ter como parceiros sexuais – sistema Lek.

3.1. ESCOLHA DOS PARCEIROS SEXUAIS

O objectivo evolutivo dos indivíduos é a reprodução e a selecção sexual, que promove aqueles que apresentam as características mais favoráveis ao sucesso reprodutivo. Este pode ser incrementado através de dois mecanismos: competição pelo acesso aos parceiros sexuais e escolha do parceiro sexual. Ambos os sexos podem competir e escolher o parceiro sexual, embora os machos tendam mais a competir pelas fêmeas (para espalhar os seus genes) e estas tendam mais a escolher os machos (para garantir a melhor genética). A competição é normalmente maior entre os machos do que entre as fêmeas. Na verdade, esta competição estende-se ao sêmen. A fim de a vencerem, os galos regulam a quantidade e a qualidade do sêmen que colocam no tracto genital da galinha. Nas gali-

nhas que consideram ter as melhores características, os galos depositam mais sêmen e de melhor qualidade. Esta pressão da selecção natural favoreceu o aumento do tamanho dos testículos, da produção de sêmen, da motilidade espermática e da percentagem de SPZ prontos a sofrerem as alterações necessária à aquisição do poder fecundante máximo.

Mesmo em sistemas aparentemente promíscuos, as aves (particularmente, as fêmeas) não copulam de forma aleatória. As galinhas escolhem cuidadosamente os potenciais parceiros sexuais. O cortejamento é responsável pelo estabelecimento e pela manutenção dos laços entre os parceiros sexuais, reduzindo as agressões mútuas, pela elevação dos níveis de excitação sexual entre os possíveis parceiros sexuais e promovendo a sincronização dos ritmos reprodutivos, incluindo a cobrição. Na reprodução, os conflitos entre possíveis parceiros sexuais podem resultar na formação de antagonismo sexual, em que os indivíduos de um dos sexos desenvolvem comportamentos que contrariam o controlo exercido pelos indivíduos do sexo contrário. Os machos tendem a impor às fêmeas um elevado número de cópulas sucessivas, o que as leva a resistir às mesmas. Esta resistência pode ser directa ou indirecta (emitindo chamamentos para a cópula, que levam outros machos a intervirem). Mais, elas podem deixar-se montar mais do que uma vez apenas quando os machos não estão tão desejosos de o fazer.

A atratividade do parceiro sexual depende da comunicação social e envolve sinais visuais, auditivos e odoríferos, que resultam em separação reprodutiva. Os galos escolhem as galinhas com base em informação visual, nomeadamente, da cor da plumagem. Na avaliação de galos não familiares, as galinhas usam várias características visuais – tamanho da crista, cor da crista e dos olhos, comprimento dos esporões e cor da plumagem. O tamanho da crista é uma das características mais valorizada. Os galos com cristas grandes tendem a ter testículos maiores e a produzir mais sêmen. Contudo, não foi estabelecida qualquer relação inequívoca entre o tamanho da crista e a qualidade do sêmen produzido. Os galos parasitados, por exemplo, tendem a apresentar cristas mais pequenas, pelo que são menos atractivos. Tanto as galinhas como os galos tendem a copular com parceiros que apresentam a mesma plumagem que os indivíduos com que cresceram.

Para atrair as galinhas, os galos pavoneiam-se, dançam, oferecem-lhes comida e protecção relativamente aos predadores e aproximam-se delas por trás. Nas galinhas, a frequência e a natureza das manifestações de cortejamento dos galos parecem ter pouco impacto na selecção do parceiro sexual, pelo menos, quando estes são conhecidos. O mesmo parece suceder nos galos relativamente às galinhas.

Para atrair os machos, as fêmeas utilizam vários sinais: emitem vocalizações, abanam as asas, solicitam ninho, agacham-se, entre outros. A atractividade sexual das galinhas não é condicionada pela presença das penas da cauda, embora quando existam elas devam estar numa posição inclinada. A posição inclinada da cabeça e do corpo da galinha é um elemento essencial da sua atractividade sexual. Na estação reprodutiva, os galos são atraídos pelo odor emitido pela glândula uropigial (situada na cauda) das galinhas. Esta glândula produz uma grande quantidade de substâncias voláteis e não voláteis, sob a forma de um fluido ceroso, que as aves espalham pelas penas durante o processo de manutenção da plumagem.

Para promoverem a cópula, as galinhas têm de se agachar na presença dos galos. Contudo, as galinhas podem recusar-se a agachar perante os machos que não as cortejam. Mais, as galinhas de elevado estatuto, que frequentemente apresentam uma taxa de postura acima da média, podem não se agachar na presença do galo, uma vez que esta posição corporal constitui igualmente um sinal de submissão.

3.2. COMPORTAMENTO DE CORTEJAMENTO

O cortejamento consiste numa cadeia de estímulos-respostas que envolve machos e fêmeas (Figura 8.1). Geralmente, o galo é responsável pelo início do cortejamento, ainda que caiba frequentemente à galinha encorajá-lo, mantendo-se próxima ou aproximando-se dele. Nos galos, a actividade sexual é maior no período da tarde. Nestes animais, as manifestações de cortejamento são geralmente elaboradas, envolvendo vocalizações e ruídos, posturas conspícuas, afastamento das penas (que fazem os machos parecer maiores e enfatizam a sua plumagem específica) e alterações no tamanho e na coloração de determinadas regiões corporais. As galinhas escolhem os galos que melhor realizam a dança de cortejamento ou o comportamento ritualizado de bater de asas (wing flapping), ou seja, de levantar as asas acima do dorso e de as bater.

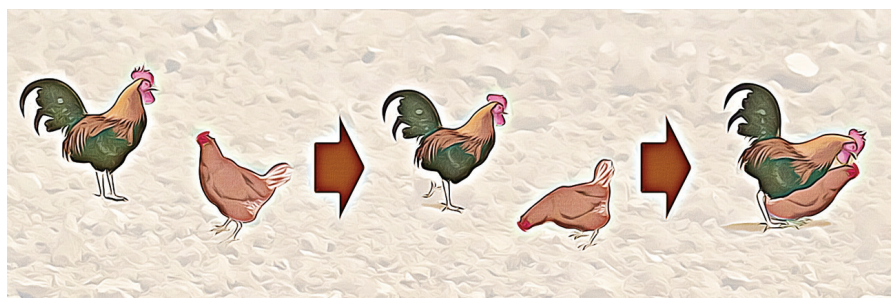


FIGURA 1 – Fases do cortejamento nas galinhas. Legenda: galo aproxima-se e canta perto da galinha; remexe o solo para expor grãos para a galinha comer e de seguida acasalam.

As galinhas podem, no entanto, mostrar-se desfavoráveis, indiferentes ou favoráveis ao cortejamento dos galos. No primeiro caso, elas afastam-se, caminhando ou correndo, ou debatem-se quando capturadas. Estas reacções podem ser acompanhadas de vocalizações.

4. COBRIÇÃO

O coito ocorre apenas quando o galo e a galinha estão sexualmente excitados. Nessa altura, a galinha agacha-se à frente do galo, geralmente de cabeça baixa, estende as asas, levanta a cauda e expõe a cloaca. O macho desempenha o papel mais activo na cópula. Ele responde subindo para o dorso da galinha, agarrando a base das suas asas com as patas e a crista ou as penas do pescoço com o bico, baixando a cauda, aproxima a papila copuladora dos lábios ingurgitados da cloaca da fêmea e ejacula. Na fêmea, o coito termina com a reversão completa da cloaca e a apresentação de uma resposta tipo orgasmo (agitar intenso das penas). Esta pode ocorrer mesmo antes do macho ejacular (depende da sensibilidade da fêmea e do grau de estimulação tátil) ou mesmo que o macho falhe a ejaculação. O macho pode desmontar prematuramente (desaparecimento da excitação sexual, preferência por outra fêmea, posicionamento incorrecto ou em resposta a qualquer interferência intra-específica), permanecendo a fêmea agachada.

Nas pequenas aviculturas e nas explorações familiares, o galo é acompanhado pelo mesmo número de galinhas que formam os bandos silvestres. Nas grandes aviculturas, apenas os galos criados em gaiolas e que integram programas de selecção cobrem um número idêntico de galinhas. Nestas estruturas, os galos reprodutores são normalmente alojados

em grandes pavilhões, sobre o solo, acompanhados por várias centenas ou milhares de galinhas. O sucesso das cobrições depende da relação entre galos e galinhas, das condições de alojamento, do comportamento apresentado pelos reprodutores, entre outros factores.

Os galos conseguem ejacular repetidamente. Eles podem realizar entre 15 a 41 cobrições por dia. Os galos mais activos podem realizar 50 cobrições/dia. Contudo, o volume e a concentração espermática diminuem com o número de cobrições realizadas, não porque se vão esgotando as reservas de SPZ, mas porque o galo decide colocar cada vez menos sémen na mesma galinha. Na verdade, quando o galo decide cobrir outra galinha, a concentração espermática do ejaculado volta a aumentar. A quantidade de sémen transferido por um galo para uma galinha depende do seu estatuto social, da atractividade da galinha e da relação genética entre eles. Vários autores referem que nem todas as cobrições (com contacto cloacal) resultam na transferência de sémen. Alguns autores propõem que a relação entre galos e galinhas seja de 1:10 ou de 1:11. Outros, de 1,5:10.

4.1. HIERARQUIA

Nos bandos pequenos, os galos dominantes são os progenitores da maioria dos pintos (Figura 8.2), ainda que as galinhas se deixem montar (e sejam fertilizadas) por mais do que um galo. Diversos aspectos comportamentais contribuem para este sucesso dos machos dominantes. As galinhas tendem a permanecer nas imediações destes machos e preferencialmente procuram ser cobertas por eles. Contudo, as galinhas subordinadas deixam-se cobrir por machos subordinados, desde que estes possuam cristas grandes.

Nos grupos de galinhas com vários galos, as galinhas são frequentemente forçadas a copular com galos subordinados. Geralmente, as galinhas fogem destes galos. Contudo, se eles as agarrarem pela crista ou pelo pescoço, as galinhas emitem vocalizações que alertam o galo dominante e o levam a intervir rapidamente em sua defesa. Ainda assim, se a cópula ocorrer, elas, imediatamente após a cópula, ejectam o sémen dos galos de menor ranking social (escolha críptica da fêmea). Os mecanismos envolvidos na escolha críptica do sémen permanecem desconhecidos, embora possam estar relacionados com a interacção que se estabelece entre os receptores espermáticos e o tracto genital feminino. Este pode ser um mecanismo que previna a incompatibilidade genética (por exemplo, associada a cópulas consanguíneas). Por outro lado, os galos dominantes tendem a interferir na cópula dos galos que lhes são subordinados. Mais, os galos hierarquicamente inferiores tendem a ficar como que “psicologicamente” castrados. As condições em que isto acontece não são ainda completamente conhecidas, mas envolvem provavelmente pequenos bandos, em espaços sobrelotados. Elevadas densidades de aves restringem as manifestações comportamentais de cortejamento e de cobrição. Contudo, os seus efeitos sobre a taxa de fertilidade nem sempre estão presentes, particularmente entre as aves alojadas em gaiolas.

Nas galinhas poedeiras, o aumento do tamanho do bando tende a diminuir as interacções agonísticas (lutas). Nos bandos numerosos, a hierárquica parece ter um menor impacto sobre o comportamento de cobrição. Nos bandos muito numerosos, pensava-se que as aves tendiam a formar subgrupos e que se comportavam de forma idêntica às que integram haréns. Porém, tanto os galos como as galinhas tendem a vaguear por quase todo ou por todo o recinto. É possível que este comportamento contribua para que a hierarquia tenha um menor impacto sobre a taxa de fertilidade dos grandes bandos do que dos pequenos bandos.

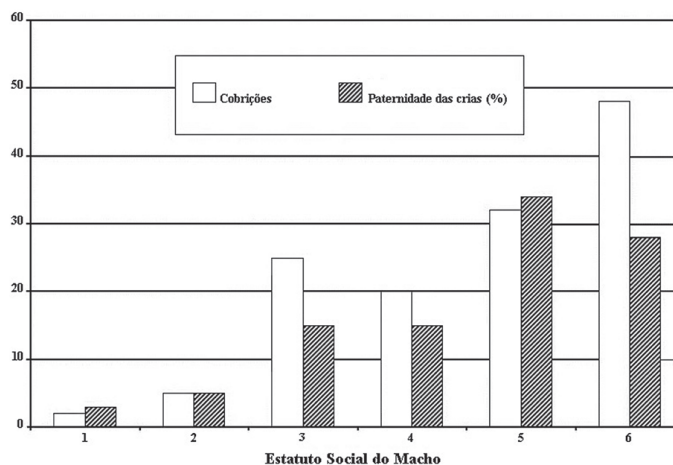


FIGURA 8.2 – Num pequeno bando, de 57 galinhas e 6 galos, os machos hierarquicamente superiores (ranking 5 e 6) realizaram mais cobrições e produziram mais descendentes do que os galos de baixo estatuto social (Jones e Mench, 1991).

4.2. FOTOPERÍODO

A frequência de cobrição é afectada pelo regime luminoso a que as aves estão sujeitas. As aves conseguem ver no comprimento de onda ultravioleta (UV) – 320-400 nm. Ao que tudo indica, os UV aumentam a comunicação sexual e afectam a frequência das cobrições. Os sinais sexuais são provavelmente mediados pela reflectância da plumagem e das porções desnudadas do corpo. Nos galos reprodutores de aptidão carne, a suplementação da sua dieta com um marcador UV fluorescente aumenta o seu comportamento copulador. As galinhas aproximam-se e inspecionam mais cuidadosamente estes galos. Nas instalações comerciais, a utilização de lâmpadas de espectro luminoso completo pode determinar um aumento do comportamento copulador.

4.3. INDIVÍDUO

Existe muito pouca informação relativamente à variação individual do comportamento copulador de galos e de galinhas e da sua frequência média. Num trabalho realizado com 150 galinhas alojadas por compartimento estimou-se que os galos copularam, em média, 5 vezes/dia e que esta frequência não se alterou mesmo sob uma relação sexual de 1 galo/24 galinhas. Num outro trabalho, realizado com aves alojadas igualmente em compartimentos fechados, verificou-se que as galinhas copularam mais de uma vez por dia, enquanto, numa exploração familiar, a frequência média de cobrições foi de 0,48/dia. Estas frequências revelaram-se superiores às necessárias, uma vez que produzem taxas de fertilidade idênticas às conseguidas por inseminação artificial (IA). Não esquecer que as galinhas conseguem armazenar no seu tracto genital espermatozóides (SPZ) viáveis durante vários dias.

4.4. IDADE

A frequência de cobertura diminui com a idade, mas isto não se traduz directamente numa redução da taxa de fertilidade, provavelmente porque os animais copulam normalmente mais vezes do que é necessário. A redução da taxa de fertilidade que se verifica ao longo do ano produtivo está associada a outras alterações no comportamento sexual relacionadas com a idade (peso, conformação, problemas motrizes).

Nos bandos de frangos do campo, existe uma prática de manejo, denominada de spiking, que consiste na introdução, a meio do ano produtivo (45ª semana), de machos jovens (25-30%) no bando, com o intuito de prevenir esta quebra da taxa de fertilidade. Pensa-se que eles aumentam a frequência copuladora directa (cópulas realizadas pelos próprios) e indirectamente (levam os galos residentes a copularem mais frequentemente). Não existem dados que confirmem a eficácia desta técnica, embora num estudo se tenha verificado que os machos jovens cobriram mais fêmeas do que se estava à espera (Figura). Se os galos morrerem ou se forem abatidos é necessário substituí-los por outros, tendo em vista a manutenção da relação entre machos e fêmeas.

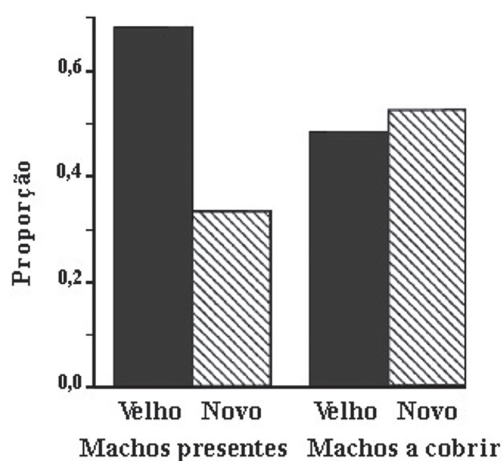


FIGURA 8.3 – Efeito da aplicação da técnica de spiking num bando comercial de reprodutores de aptidão carne (Appleby et al., 2004). Três grupos de machos jovens, com 20 semanas de idade, foram introduzidos no bando quando as aves originais tinham, respectivamente, 43, 46 e 54 semanas de idade. As observações foram feitas quando os machos residentes e as fêmeas tinham 58 semanas de vida.

As taxas de fertilidade e de eclosão também tendem a diminuir com a idade (Figura 8.4). Com a idade, as aves, particularmente os machos, tendem a engordar e a obesidade afecta negativamente o seu desempenho sexual. Nos galos de aptidão carne, o excesso de peso determina uma redução da taxa de fertilidade, porque eles têm mais dificuldade em transferir o sêmen para as galinhas, porque o período fértil dos SPZ diminui e porque o seu transporte até ao local da fecundação é prejudicado (nas galinhas de aptidão carne, a passagem dos ovos em desenvolvimento não é tão regular como nas galinhas poedeiras). Esta redução da taxa de fertilidade pode resultar igualmente da redução da produção de sêmen e de uma deficiente coordenação motora.

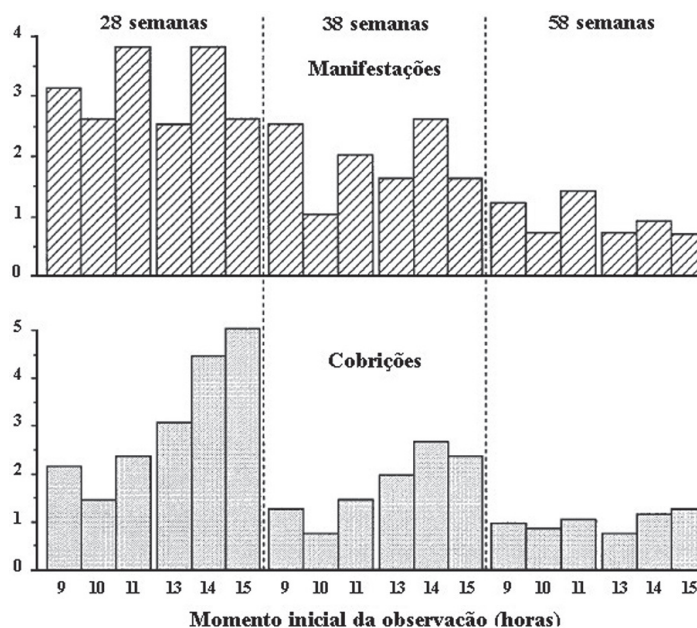


FIGURA 8.4 – Efeito da idade sobre o comportamento copulador de reprodutores de aptidão carne (Duncan et al., 1990). As manifestações comportamentais e as cobrições diminuem com a idade em qualquer momento do dia.

Nas galinhas com excesso de peso, a calcificação dos ovos diminui (aumenta a sua porosidade e diminui o seu peso) e a mortalidade embrionária aumenta. Por outro lado, a sequência de postura e a produção de pintos reduzem-se devido ao aumento da incidência de primeiros ovos da sequência (sequências mais curtas).

4.5. MOMENTO DO DIA

A distribuição diária das cobrições é condicionada pelo momento em que ocorre a postura. As galinhas põem os ovos preferencialmente no período da manhã e raramente depois do meio da tarde. Por seu turno, as cobrições tendem a acontecer maioritariamente no período da tarde. Nas galinhas de aptidão carne, as cobrições da tarde resultam em taxas de fertilidade superiores às das cobrições da manhã. Ao que tudo indica, as galinhas preferem ser cobertas várias vezes ao fim do dia. Já os galos preferem cobrir repetidamente de manhã.

4.6. ALTERAÇÕES DO COMPORTAMENTO COPULADOR

Nas explorações avícolas, em que a reprodução é natural, as taxas de fertilidade e de eclosão tendem a ser elevadas. Todavia, elas podem ser inibidas pelo aparecimento de perturbações no comportamento copulador das aves.

Na idade adulta, a agressividade entre machos e fêmeas é relativamente rara, uma vez que formam escalas hierárquicas separadas e os machos dominam sobre as fêmeas. Todavia, os machos de aptidão carne podem tornar-se agressivos para com as fêmeas, causando-lhes perdas de penas, lesões sérias e até a morte. Ao que tudo indica, esta alteração comportamental está associada a deficiências no comportamento copulador.

Eles tendem a não apresentar ou apresentar um comportamento de cortejamento menos desenvolvido do que os galos de aptidão ovo. Perseguem as galinhas e forçam a cópula, levando-as a debaterem-se durante a realização da mesma. Cerca de 50% das cobrições realizadas por esses galos são forçadas e resultam em várias lesões nas galinhas – lacerações na cabeça, no tronco e debaixo das asas. Desconhece-se se este problema resulta de alguma alteração não desejada do comportamento copulador, associada à selecção de características de crescimento, ou de dificuldades que estes machos têm em cobrir as fêmeas por serem grandes, terem uma conformação inadequada ou sentirem dores nos membros. Ele pode estar ainda associado ao facto de machos e de fêmeas serem criados em bandos homossexuais. O corte dos esporões ajuda a prevenir as lesões nas fêmeas, mas reduz igualmente a eficácia da cobrição e, consequentemente, a taxa de fertilidade.

5. INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL

Os conhecimentos sobre o comportamento sexual das aves são igualmente importantes quando se aplica a técnica de IA. Por exemplo, a variação diária da fertilidade pós-IA coincide com a variação diária da frequência de cobrições. Neste sentido, a IA das galinhas deve ser realizada no período da tarde. A taxa de fertilidade pós-IA é igualmente influenciada por factores sociais, incluindo a presença dos galos.

Nos galos, as condições de alojamento condicionam a produção de sémen. Curiosamente, os galos alojados em gaiolas tendem a produzir ejaculados mais volumosos do que os que são criados no solo. Porém, este resultado pode ser apenas uma consequência do tamanho do bando, sendo as montas homossexuais responsáveis pelo decréscimo do volume do ejaculado. A sobrelotação dos espaços e os grandes bandos devem ser evitados, pelo stress que lhes está associado e que deprime a actividade reprodutiva. A separação das aves por sexo afecta igualmente a qualidade do sémen produzido. Mais, a qualidade do sémen é inferior entre os galos que não cobrem há algum tempo.

6. SELECÇÃO DA LOCALIZAÇÃO DO NINHO

As galinhas silvestres (*Gallus gallus domesticus*) procuram pôr os ovos afastadas dos demais membros do bando. Por seu turno, as explorações comerciais de galinhas determinam que estas tenham de pôr os seus ovos em ninhos usados ou em uso por outras galinhas. Esta situação reduz significativamente o bem-estar das aves e afecta negativamente a produção de ovos.

Todos os sistemas de alojamento de galinhas poedeiras, com excepção das convencionais baterias de gaiolas, implicam a recolha manual dos ovos a partir dos ninhos. Neste sentido é crucial conhecer o comportamento que dita a escolha do local de postura. Mesmo nas gaiolas, o local de postura condiciona a integridade dos ovos postos. Os ovos postos na parte posterior das gaiolas (mais alta) correm maior risco de se racharem, enquanto rolam para a parte anterior das mesmas (mais baixa).

6.1. INSTALAÇÕES

A selecção do local de postura depende de factores como a genética, as condições de criação dos jovens (fase de crescimento), o alojamento, o design dos ninhos, o manejo, as interações sociais e a intervenção humana.

As condições de alojamento afectam a mobilidade das aves adultas e, consequentemente, a utilização dos ninhos. Nas instalações para galinhas poedeiras com cama, a colocação dos bebedouros e dos poleiros acima do solo estimula-as a empoleirar-se e aumenta a utilização de ninhos também eles colocados acima do nível do solo, mas não o número de ovos neles postos.

6.1.1. POSTURA DE OVOS NO SOLO

A frequência de postura de ovos no solo depende de vários factores: genética, regime luminoso, tamanho do bando, experiência adquirida, comportamento de postura, falta de atractividade do ninho (sujo, pouco sólido, cama húmida, mal ventilado, etc.), falta de preferência por parte da galinha, dificuldade no acesso ao ninho, presença de outros equipamentos parecidos com o ninho, acessórios do ninho, existência de poleiros ou plataformas elevadas e sua temperatura, entre outros. Sob elevadas temperaturas do ar, tanto as galinhas poedeiras como os frangos de carne preferem empoleirar-se em poleiros frios.

A expressão do comportamento de postura de ovos no solo varia consideravelmente entre sistemas de alojamento, dentro do mesmo sistema de alojamento, entre compartimentos e entre bandos. Na maioria dos sistemas de produção sem gaiolas e nalguns com gaiolas modificadas, a não utilização de ninhos pode originar sérios problemas económicos. Nestes sistemas é frequentemente que, pelo menos, 30-50% dos ovos sejam postos no solo. Estes ovos dão mais trabalho a recolher e as tentativas de prevenir este tipo de postura são difíceis e pouco profícuas.

Os ovos postos no solo tendem a rachar-se e a partir-se mais facilmente, o que leva as aves a comerem-nos. Tendem ainda a ficar mais sujos e contêm mais bactérias. Os ovos rachados permitem a entrada de bactérias. Consequentemente, reduz-se a taxa de eclosão e a qualidade dos pintos ao nascimento e aumenta a sua futura taxa de mortalidade. A lavagem dos ovos postos no solo, no imediato, reduz a contaminação bacteriana, mas posteriormente não diminui a penetração bacteriana do ovo. Na verdade, esta lavagem resulta frequentemente na degradação da cutícula do ovo, o que aumenta o risco de contaminação bacteriana. A conservação destes ovos é fortemente diminuída.



FIGURA 8.5 - Nem sempre as ideias tradicionais sobre o comportamento estão correctas. Como esperado, algumas galinhas elegem os ninhos escuros, enquanto outras escolhem os ninhos iluminados.

Outros factores relacionados com as instalações capazes de determinar a postura no solo são: a luminosidade (Figura 8.5), o material utilizado para fazer a cama e a temperatura do ar. Frequentemente, as galinhas escolhem lugares mais escuros e frescos para porem os ovos. Para estas galinhas, a disponibilização de ninhos escuros (com cortinas) evita que elas deambulem e se envolvam noutras actividades. A escuridão torna ainda os ovos menos visíveis, protegendo-os de outras galinhas que podem querer comê-los (Figura 4.55).

6.2. CONDIÇÕES DE CRIAÇÃO DAS FRANGAS

As condições de criação das frangas influenciam o processo de selecção do ninho, porque resultam numa determinada experiência ou porque afectam o desenvolvimento da mobilidade e consequentemente o acesso aos ninhos. No primeiro caso, a maioria dos efeitos são subtis. Por exemplo, a experiência luminosa vivida durante a juventude pode levar as aves a escolherem ninhos claros ou escuros para porem os ovos. Deixar as aves imaturas investigar os ninhos facilitará a sua utilização na idade adulta. Quando as frangas alcançam os 28-42 dias de idade devem ser colocados poleiros (3 cm/ave) ou plataformas elevadas (1 m²/500 aves) nas instalações. A intensidade luminosa no seu interior deve ser superior a 10 lux. Intensidades luminosas inferiores desencorajam as aves a usar os poleiros ou plataformas elevadas.

Durante o crescimento, as frangas que dispõem e utilizam poleiros apresentam um maior desenvolvimento dos músculos das pernas e um maior conteúdo mineral nalguns ossos. As galinhas de algumas estirpes poedeiras (incluindo as linhas híbridas de tamanho médio) e as reprodutoras de aptidão carne aprendem mais depressa a saltar ou a voar para zonas mais altas enquanto frangas. Nesta fase, os ninhos devem ser colocados ao nível do solo, para que as frangas se acostumem a usá-los. Mais tarde, os ninhos devem ser colocados acima do nível do solo – a 45-100 cm de altura. As galinhas adultas que não aprenderam a subir para um poleiro tendem a pôr os ovos no solo. Nalgumas instalações de criação, este problema é exacerbado pelo uso de fios eléctricos que impedem as aves de subir para os comedouros (ensinando-as a não se empoleirarem). Durante a criação há que evitar estes erros e disponibilizar poleiros ou plataformas elevadas ajuda a reduzir a postura de ovos no solo.

6.3. NINHOS

As galinhas poedeiras estão altamente motivadas para aceder a um ninho, mesmo que este seja apenas um buraco no solo ou até algumas “arranhadelas” no solo. Estes proporcionam-lhes uma sensação de protecção contra os predadores e as condições climáticas.

A escolha do ninho depende fundamentalmente de factores genéticos e sociais (dominância ou presença do galo). Outros factores que condicionam a escolha do ninho são: o tamanho, o grau de isolamento, a luminosidade, o microclima no seu interior, a posição do ninho, o tipo e a cor do ninho, o tipo e a inclinação da cama e a presença de ovos.

Os ninhos colocados ao nível do solo podem constituir uma vantagem, ainda que algumas aves possam continuar a ter alguma dificuldade em utilizá-los, se tiverem um degrau na entrada. Os ninhos elevados devem ter um acesso fácil (Figura 8.6) ou um poleiro instalado à frente da sua entrada. Este poleiro não deve ser instalado encostado à entrada do ninho, para que as galinhas a descansar não defequem para o seu interior. Também não deve estar muito afastado para que as galinhas não falhem a passagem de um equipamento para o outro e caiam. Tendo em conta o tamanho da maioria das galinhas, o poleiro não deve estar a menos de 20 cm da entrada do ninho. A entrada do ninho não deve ser totalmente fechada, uma vez que as galinhas gostam de observar o meio que as rodeia e perceber atempadamente a aproximação de possíveis perigos. Alguns autores aconselham o encerramento dos ninhos durante a noite.



FIGURA 8.6 – Ninhos sobrelevados devem ter formas de acesso fácil.

Os ninhos devem ter uma dimensão que permita às galinhas estarem de pé e voltarem-se facilmente. O tamanho dos ninhos deve ter em conta a genética das aves. Assim, por exemplo, as galinhas poedeiras castanhas necessitam de ninhos maiores do que as galinhas poedeiras brancas. Mais vale ninhos ligeiramente maiores do que ninhos mais pequenos. Estes últimos são responsáveis pelo aumento do número de ovos rachados ou partidos. Os ninhos para galinhas poedeiras e galinhas leves de aptidão carne devem ter 30,0 cm de largura, 36,0 cm de altura e 30,0 cm de profundidade. Por seu turno, os ninhos para galinhas pesadas devem ter 36,0 cm de largura, 36,0 cm de altura e 30,0 cm de profundidade.

É surpreendente o número de galinhas que utilizam ninhos elevados, uma vez que na natureza elas põem os ovos no solo. É, pois, possível que o principal factor que condiciona

a escolha do local de postura seja o isolamento ou a sensação de protecção. As galinhas gostam de pôr os ovos em locais fechados. Efectivamente, os ninhos são mais fechados do que qualquer local natural de postura. Se no solo existirem locais fechados, em cantos ou debaixo dos ninhos, eles podem ser preferidos relativamente aos ninhos elevados. As instalações devem estar isentas destes locais. A exigência de isolamento dos ninhos não é absoluta. Na verdade, alguns ninhos com grande sucesso comercial são apenas parcialmente fechados (Figura 8.7).



FIGURA 8.7 – Ninhos de postura feitos com diferentes tipos de materiais e garantindo diferentes graus de isolamento.

Os ninhos *rollway*, que permitem aos ovos rodarem até à calha (tapete ou esteira) de recolha, são por vezes bastante eficazes, mas não são tão fiáveis quanto os ninhos com cama (Figura 4.55). O mesmo parece suceder com os ninhos com cama feita de material sintético *AstroTurf*. O piso inclinado, que possibilita o rolar dos ovos, é provavelmente aversivo. No início da postura, o bloqueio do sistema aumenta a utilização dos ninhos. Alguns autores recomendam que o sistema de recolha seja ligado várias vezes ao dia para que as galinhas se habituem ao ruído e à vibração. Ele pode ser inicialmente ligado simultaneamente com o sistema de distribuição automático de alimento.

Nas explorações avícolas em que as galinhas são criadas no solo, os ninhos com cama e sistema automático de recolha de ovos são potencialmente os mais indicados, uma vez que elas preferem pôr ovos em ninhos com cama feita com materiais que recolhem (palha, aparas de madeira, fitas de papel...). Neste sentido, os ninhos devem ser abastecidos

com este tipo de material. As galinhas preparam de seguida a cama a seu gosto, deitando eventualmente fora parte do material inicialmente disponibilizado. Para manter a cama nos ninhos, deve ser construído um pequeno rebordo de 10-15 cm na sua entrada. Ainda assim pode ser necessário, mais tarde, voltar a disponibilizar material para reconstruir a cama. Antes de porem os ovos, as galinhas preferem construir um ninho a utilizarem ninhos de plástico ou ninhos anteriormente contruídos por elas.

Ainda que todos os aspectos de manejo anteriormente referidos tenham efeitos indirectos sobre a selecção da localização do ninho, os seres humanos podem-na condicionar directamente treinando as aves. Na maioria das explorações de galinhas poedeiras, quando estas são instaladas, procede-se ao seu treino com o objectivo de prevenir o estabelecimento da postura no solo. Alguns métodos podem ser denominados de negativos – impedir as galinhas de se sentarem no ninho ou destruir os ninhos. A sua eficácia está por demonstrar. Os métodos positivos incluem a abertura dos ninhos imediatamente antes de começar a postura. A abertura precoce dos ninhos pode reduzir o interesse das galinhas por eles. Nos ninhos automáticos, a colocação de luzes no seu interior incentiva as galinhas a procurá-los. Outro método eficaz de treino das aves passa pela sua colocação nos ninhos, particularmente se elas puderem permanecer fechadas no seu interior durante algum tempo. Para o efeito devem ser usados ninhos-armadilha. O confinamento temporário das aves nos ninhos conduz a uma redução da percentagem de ovos postos no solo (de 24% para 1%). Mesmo um período de confinamento de apenas 30 minutos é suficiente para reduzir fortemente a postura no solo (Figura 8.8). Contudo, nas explorações comerciais é pouco provável que o treino das galinhas possa ser feito sistematicamente. Nestas explorações não é possível prestar atenção a cada indivíduo presente nas instalações. As explorações com mais de 900 aves tendem a apresentar problemas mais sérios de postura no solo.

Durante o período de postura, o criador deve percorrer lentamente, várias vezes ao dia, as instalações de modo a desencorajar a postura no solo. Este procedimento deve ser feito repetidamente, particularmente de manhã cedo. Todas as frangas que estejam a tentar pôr o ovo no solo devem ser gentilmente levantadas e colocadas dentro de um ninho vazio. Todos os ovos postos no solo devem ser recolhidos tão pronto quanto possível. Os ninhos sujos devem ser limpos. Com o intuito de evitar que as galinhas sujem os ninhos, estes devem ser fechados a partir do meio da tarde. Eles só devem voltar a ser abertos antes do “amanhecer” do dia seguinte. Os ninhos automáticos devem ser abertos 15 minutos antes do “amanhecer” e fechados 60 minutos antes do “anoitecer”. Todas estas técnicas desencorajam a postura no solo.

A selecção do local de postura é efectivamente um processo complexo, que depende muito da experiência individual e cujo conhecimento detalhado, em todas as fases da vida da ave, permitirá controlá-lo. Porém, nem sempre é possível corrigi-lo.

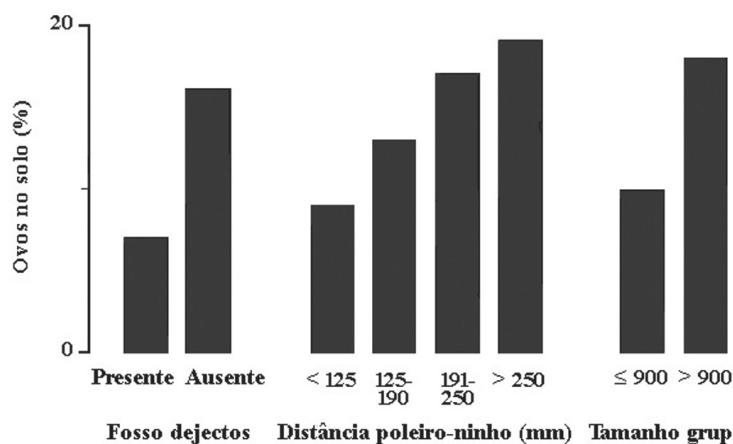


FIGURA 8.8 – Efeito das condições de alojamento sobre a postura no solo (Brokkehurst, 1975).
Valores médios referentes a 53 explorações comerciais de reprodutores de aptidão carne.

6.3.1. POSTURA DE OVOS NO SOLO

Nenhum dos factores que condicionam a escolha do ninho influencia a decisão de pôr os ovos no ninho ou no solo. Algumas galinhas preferem camas construídas com determinados materiais ou que os ninhos contenham já alguns ovos. Só quando o ninho não tem cama é que a postura no solo se torna frequentemente uma opção. Este dado é particularmente importante nas gaiolas com recolha automática de ovos.

7. CONSTRUÇÃO DO NINHO

Nas aves ancestrais da galinha domesticada, os padrões de construção do ninho e de incubação são muito variados. Nesses animais, a galinha que está preste a pôr um ovo deixa o seu grupo social e o seu espaço normal e procura o local onde na véspera pôs o ovo ou um novo local de postura apropriado para construir o ninho. O galo domesticado, por vezes, acompanha a galinha. Alguns autores acreditam que ambos são responsáveis pela escolha do local de postura. Outros autores acreditam que o galo acompanha a galinha apenas porque a cobrição é mais fácil de realizar após a postura. Na verdade, pouco depois da galinha abandonar o ninho é comum ver-se o galo a montá-la. Contudo, esta monta resulta em baixas taxas de fertilidade. O cacarejar das galinhas pós-postura serve para evitar o assédio sexual promovido pelos galos, indicando-lhes que aquele não é o momento ideal para realizar a cópula. É possível que as contracções associadas à expulsão do ovo bloqueiem o transporte dos SPZ no tracto genital feminino.

Nas produções familiares, as galinhas começam a procurar um ninho cerca de uma semana antes do começo da postura. As aves que constroem ninhos naturais em locais inacessíveis tendem a criar melhor a sua prole do que as que põem ovos em ninhos disponibilizados pelos criadores. Nessas produções, o local de construção do ninho corresponde frequentemente ao sopé de uma ladeira ou debaixo de um arbusto. Este deve ser isolado, tranquilo e conferir protecção relativamente aos predadores. O ninho pode corresponder a uma área plana de solo, a uma pequena cavidade escavada no solo ou ser construído com materiais encontrados nas imediações. As galinhas preferem pôr os

ovos em ninhos protegidos do que no solo. Depois da postura do ovo, a galinha senta-se brevemente sobre o conjunto de ovos postos, antes de retomar o seu comportamento normal. Este comportamento repete-se até terminar o ciclo de postura.

8. MOMENTO DA POSTURA

Sob um fotoperíodo natural, a maioria das aves apresenta um ritmo circadiano de postura. Nas galinhas, o facto da ovulação ocorrer por volta do amanhecer e da postura ocorrer cerca de 24 horas depois, faz com que o momento em que esta última ocorre seja fortemente condicionado pela presença de luz (nos sistemas abertos) ou pelo regime luminoso (instalações fechadas). A genética é outro factor fundamental. Assim, por exemplo, as galinhas poedeiras castanhas tendem a pôr os ovos de manhã e as brancas por volta do meio-dia. Ao que tudo indica, esta diferença resulta de diferentes ritmos circadianos de postura.

Desencadeada a ovulação, o comportamento pré-postura inicia-se dentro de um determinado período de tempo. Se a postura se atrasar para além desse período, ela não é acompanhada de manifestações de comportamento pré-postura e o ovo será posto (no solo) no decurso de outras actividades. A principal causa deste atraso é a interacção entre aves. Nos sistemas de produção no solo, as interacções entre galinhas aumentam quando os ninhos estão todos ocupados e quando as aves hierarquicamente superiores procuram impedir as de menor estatuto de entrarem nos mesmos ou simplesmente as atacam. As interacções agonísticas dirigidas contra as galinhas subordinadas aumentam imediatamente antes da postura e as aves subordinadas passam menos tempo sentadas nos ninhos. Na verdade, elas são frequentemente expulsas dos mesmos. As situações de conflito devem ser prevenidas disponibilizando ninhos em número suficiente. O rácio de ninhos deve ser de 1:4-5 galinhas. Porém, nas explorações avícolas comerciais, os rácios mais comumente utilizados são de 1:6 ou 1:8.

O atraso na postura pode ser igualmente ditado pela interacção com os criadores. A aplicação de algumas técnicas de manejo pode condicionar a postura. Nas galinhas alimentadas *ad libitum*, o padrão da alimentação afecta o momento da postura. Quando alimentadas em pleno período de postura, muitas galinhas atrasam a postura do ovo. No mesmo sentido, a alimentação, distribuída de forma limitada, segundo um esquema pré-estabelecido, pode levar as galinhas esfomeadas a suprimir temporariamente a postura dos ovos. Por vezes, estas galinhas são vista a pôr os ovos enquanto se alimentam. Para evitar este conflito entre a alimentação e a postura, as galinhas devem ser alimentadas nos primeiros 30 minutos pós-“amanhecer” ou nunca antes de passarem 6 horas desde o “amanhecer”. Alguns autores sugerem que as galinhas sejam alimentadas logo após o amanhecer e a partir das 14 horas (no máximo até ao anoitecer). Para reduzir a incidência da postura no solo recomenda-se que o alimento seja distribuído apenas uma vez por dia (mesmo que se tenha de alargar o período de alimentação). Terminada a distribuição do alimento, os comedouros devem ser levantados para que as galinhas não tentem pôr os ovos por baixo deles.

Nas reprodutoras de aptidão carne, a alteração do momento de distribuição do alimento não altera o comportamento de postura. Porém, nestes animais, uma dieta restringida faz com que as reprodutoras apresentem um ritmo de postura igual ao das galinhas poedeiras.

8.1. CONTROLO DA POSTURA

O comportamento de postura está fundamentalmente sob controlo genético. A expressão deste comportamento é muito consistente, mesmo rígida. Contudo, ele é igualmente afectado por vários factores ambientais, incluindo as condições de alojamento.

8.1.1. Genética

Uma prova do controlo genético do comportamento de postura é a existência de diferenças entre estirpes quanto ao comportamento pré-postura. Por outro lado, sabe-se que a selecção para aumentar a produção de ovos diminui a fertilidade e o comportamento de choco. No passado, acidentalmente, parece ter havido situações antagónicas de selecção a favor e contra o comportamento de postura.

Nos modernos sistemas de produção, em que as aves reprodutoras são alojadas em gaiolas equipadas com ninho, existe uma selecção indirecta contra a postura no solo. Alguns criadores usam caixas-armadilha (com uma alavanca instalada na entrada) para saber que galinhas põem e que ovos. As galinhas que põem os ovos no solo não ficam presas nas caixas-armadilhas, pelo que acabam por ser tendencialmente eliminadas (consideradas más produtoras). Mesmo que não existam caixas-armadilha, os ovos postos no solo tendem a não ser escolhidos para incubação, uma vez que estão normalmente mais sujos e apresentam quebras na integridade da casca. Os efeitos desta selecção indirecta são muito limitados, porque as causas da postura no solo são complexas.

8.1.2. MECANISMOS FISIOLÓGICOS DA POSTURA

Os mecanismos fisiológicos da postura são razoavelmente conhecidos. É espectável que o comportamento de pré-postura seja promovido pela presença de um ovo no útero. De facto, ele é desencadeado pela ovulação que ocorre cerca de 24 horas antes e pela libertação pré-ovulatória folicular de estrogénios e de LH e de progesterona pós-ovulação. A nível do sistema nervoso central, estas hormonas determinam, passado algum tempo, o início do comportamento de nidação. Entretanto, o ovo continua a formar-se, independentemente deste processo, ficando pronto para postura quando do início do comportamento de nidação.

9. COMPORTAMENTO PERI-POSTURA

O comportamento pré-postura e de postura estão geralmente sincronizados (Figura 8.9). Uma consequência deste processo é que, depois de iniciada a ovulação, o comportamento pré-postura decorrerá sempre, mesmo que o ovo apresente um desenvolvimento anormal. Mais, ele surgirá no momento previsto, independentemente de haver ou não um ovo para pôr. Uma das causas mais comuns do desenvolvimento anormal do ovo é a ovulação interna, que ocorre quando o oócito não é apanhado pelo infundíbulo e cai para a cavidade peritoneal, onde é reabsorvido. Alternativamente, o ovo é posto prematuramente, sem ter uma casca dura. Ainda que estes problemas sejam muito comuns em todos os sistemas de produção (12%), eles são pouco conhecidos porque raramente são registados.

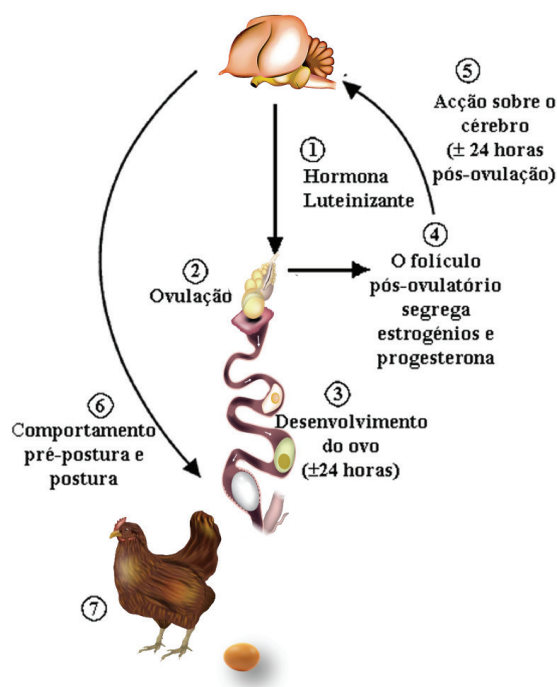


FIGURA 8.9 – Controlo do comportamento pré-postura (Segundo Appleby et al., 2004).

A ovulação está sob controlo hormonal. Enquanto o ovo se desenvolve no oviduto existe um mecanismo de retroacção hormonal sobre o cérebro que acciona o comportamento no momento certo.

Depois de desencadeado o comportamento de pré-postura, as galinhas ficam altamente motivadas para procurar o local de postura.

9.1. PRÉ-POSTURA

Nas instalações com ninhos com cama, o comportamento pré-postura é semelhante ao apresentado pelas galinhas criadas em condições naturais. Este divide-se em três fases: procura, escolha do local de construção do ninho e criação da cavidade do ninho ou construção do ninho. O comportamento de procura do ninho tem início entre 3 horas a 1/2 hora antes da postura e caracteriza-se por um aumento da locomoção e da inspecção de vários ninhos. Podem, no entanto, manifestar-se alguns problemas comportamentais, dependendo do tamanho das instalações e do número de ninhos disponibilizados. Quando não encontram um local adequado de postura, as galinhas exibem um comportamento estereotipado de deslocação – abanam a cabeça –, estende o período de procura e não se sentam sobre os ovos após a postura. Todos estes comportamentos constituem sinais de frustração. As galinhas podem mesmo atrasar a postura.

Os ninhos disponibilizados devem ser em número suficiente – 80-90 aves (ninhos com recolha automática dos ovos) ou 5,0-5,5 aves (recolha manual dos ovos). Quando o seu número é limitado, as interações agonísticas e a postura de ovos no solo tendem a aumentar. De igual modo, a disponibilização de um número excessivo de ninhos pode determinar um aumento da postura no solo. As interações agonísticas resultam do estado de frustração. Nas grandes instalações, com muitos ninhos semelhantes, as galinhas têm dificuldade em escolher um ninho e põem os ovos em diferentes ninhos (Figura 8.10).

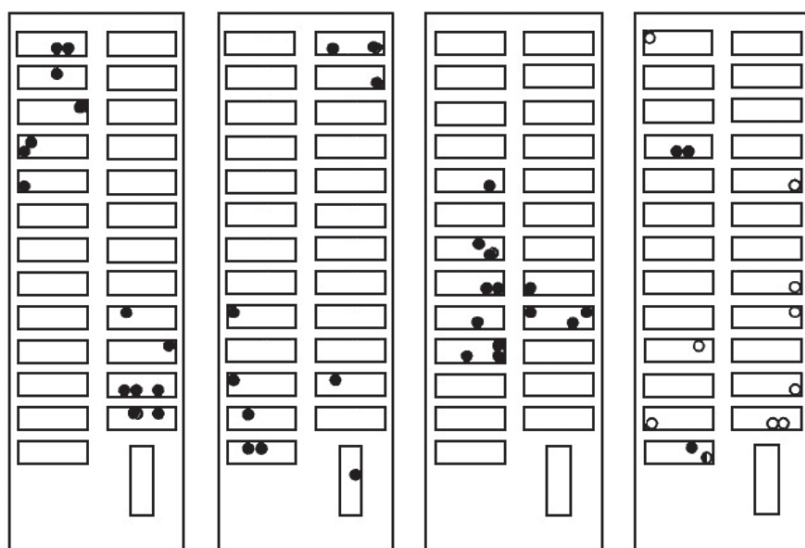


FIGURA 8.10 – Escolha de ninhos em explorações comerciais de frangos de carne (Appleby *et al.*, 1986).

Num bando de cerca de 4.000 aves, o comportamento de procura do ninho de algumas galinhas foi registado durante alguns dias. Legendas: sinais abertos, piso de cima, e sinais preenchidos, piso de baixo.

A dificuldade em escolher um ninho resulta igualmente em gregarismo (Figura 8.11). As galinhas entram e tentam pôr os ovos em ninhos ocupados, mesmo que existam outros livres. Quando o ninho preferido está ocupado, algumas galinhas passeiam-se agitadas em frente à sua entrada e em alvoroço tentar expulsar a sua ocupante. Nas explorações comerciais de galinhas poedeiras, a tendência para o gregarismo leva a que sejam utilizados mais ninhos colectivos do que ninhos individuais. Estes podem ser usados simultaneamente por até 10 galinhas. Eles não são muito apropriados para condições tropicais, uma vez que tendem a ser mais quentes¹.

A postura gregária pode causar interacções agonísticas e resulta frequentemente numa redução do bem-estar das aves. As interacções agonísticas resultam frequentemente em dor, ferimentos (que podem infectar), picassismo, gasto desnecessário de energia, *stress* térmico, quebra dos ovos (o que encoraja a sua ingestão) e asfixia das aves. Para estas galinhas, os ninhos com ovos diferenciam-se dos demais e são preferencialmente investigados por elas. Nas galinhas alojadas em compartimentos pequenos ou em instalações mais heterogêneas (que possibilitam às aves localizar as suas actividades) estes efeitos esbatem-se.

Num estudo realizado por van den Oever *et al.* (2020), as galinhas preferiram ninhos de madeira a ninhos de plástico, com ou sem ventoinha (de baixo ruído) incorporada. Esta preferência causou uma aglomeração das galinhas, mudança de ninho, empilhar dos ovos, agressões e abanar da cabeça. O encerramento dos ninhos de madeira levou as galinhas a escolher outro tipo de ninho. Os ninhos vizinhos foram então escolhidos em detrimento de outros ninhos mais afastados. Os ninhos colocados nos limites das instalações podem determinar gregarismo, dado que são particularmente procurados pelas galinhas. Nos sistemas livres de produção, o gregarismo é maior nos ninhos localizados no início e no fim

¹ As suas paredes laterais devem ser construídas com rede de capoeira ou ter aberturas atrás e à frente, garantindo desta forma o seu correcto arejamento. O piso também pode ser perfurado.

de uma linha de ninhos. Alguns autores sugerem que o gregarismo resulta da dificuldade que algumas galinhas sentem em distinguir os ninhos dispostos em longas filas idênticas de ninhos. Contudo, a heterogeneidade dos ninhos nem sempre reduz a incidência de gregarismo. Frequentemente, as galinhas preferem os ninhos standard, colocados nas extremidades das filas, de paredes amarelas e com a cama em palha. Consequentemente, apenas os ninhos localizados no meio das filas devem ser tornados mais atractivos.

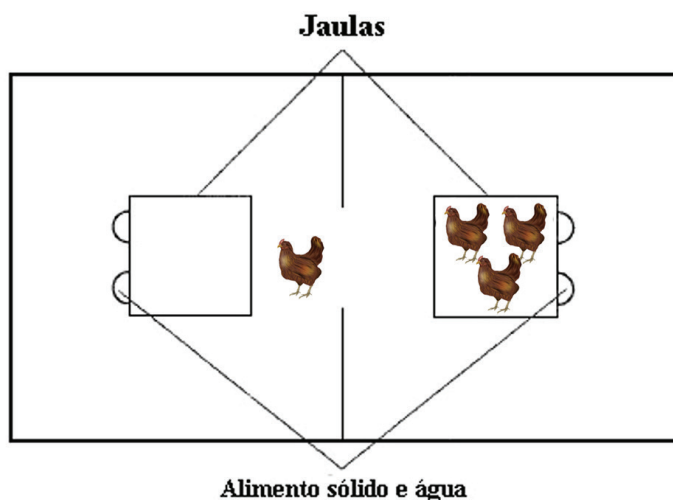


FIGURA 8.11 – Utilização gregária dos ninhos (Segundo Appleby et al., 1984).

Nesta experiência, as galinhas foram avaliadas individualmente relativamente à sua opção de pôr os ovos em grupo ou isoladamente. A maioria optou por pôr os ovos em grupo.

Nos ninhos *rollaway*, as aves tendem a dispersar-se, mas o comportamento de construção do ninho reduz-se na ausência de cama. Porém, alguns ninhos *rollaway* estimulam a eleição do local de postura, mas não a permanência no ninho; algumas aves entram e saem agitadas de vários ninhos antes de porem o ovo.

As galinhas poedeiras alojadas em baterias de gaiolas convencionais tendem a apresentar um comportamento pré-postura agitado, pois a fase de procura é prolongada. A agitação manifesta-se através de uma deslocação inquieta à volta da gaiola. As fases seguintes variam, no entanto, em função da estirpe das galinhas. Na maioria das estirpes híbridas leves, a permanência no ninho é breve ou não existe, continuando as galinhas a movimentar-se, frequentemente de forma estereotipada, até imediatamente antes ou mesmo depois da postura. Nas galinhas poedeiras alojadas em gaiolas, a frustração na postura é um problema comportamental sério. A extensão do movimento apresentado pelas galinhas antes da postura está sob controlo genético. Através da selecção genética ela pode ser reduzida. Contudo, desconhece-se a relação exacta entre os níveis de stress e a intensidade do movimento apresentado pelas aves. Nas galinhas alojadas em gaiolas, a frustração na postura pode ser evitada substituindo os ninhos convencionais por outros modificados.

Nas galinhas poedeiras, a estirpe afecta outros aspectos da postura de ovos. Em particular, a postura de ovos no solo é mais comum em híbridos de peso médio do que em híbridos leves. No mesmo sentido, a postura de ovos no solo é mais comum entre as reprodutoras de aptidão carne do que entre as galinhas poedeiras.

Durante a pré-postura, o stress pode originar a formação de ovos com formas anormais (Figura 8.12).



FIGURA 8.12 – Protuberância equatorial ditada pelo stress quando a casca do ovo ainda estava mole. Ela resulta da contracção do útero.

9.2. POSTURA

O comportamento apresentado pelas galinhas durante a postura propriamente dita pode danificar os ovos, particularmente entre as aves alojadas em gaiolas. A posição adoptada pelas galinhas durante a postura varia de ave para ave. Algumas põem os ovos de pé, o que aumenta a probabilidade destes se racharem. Nas gaiolas com poleiros, as galinhas podem pôr os ovos quando estão empoleiradas, provavelmente porque estes estão mais nivelados do que o piso das gaiolas ou porque eles fornecem um maior suporte, o que aumenta os riscos dos ovos se racharem ou partirem.

Ainda que a introdução de algumas modificações nos sistemas de gaiolas, particularmente no que concerne ao *design* dos ninhos, tenha resultado na redução da percentagem de ovos postos no solo, a proporção de ovos rachados continua a ser um problema sério. Este pode ser atenuado usando ninhos com cortinas ou protectores de ovos (sistema que garante um rolar controlado dos ovos). Nos sistemas em que os ovos são postos em ninhos com cama, os ovos rachados são raros. Eles podem surgir em posturas gregárias, ou seja, quando os ovos são postos uns em cima dos outros.

A posição que as galinhas adoptam no ninho pode constituir um factor crítico na iniciação do comer dos ovos (forma de canibalismo). As galinhas que se posicionam no ninho voltadas para dentro têm maior tendência a bicar os ovos. Isto é particularmente verdade nos ninhos rollaway com inclinação para diante, embora se continue sem saber porque é que as aves devem estar voltadas para a subida em vez da descida.

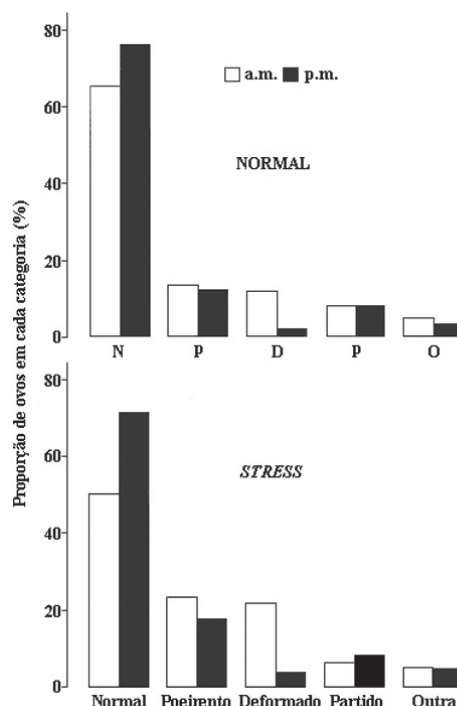


FIGURA 8.13 – Os efeitos do stress sobre os ovos dependem do estado de desenvolvimento do ovo (Hughes *et al.*, 1986).

Se a postura se atrasar, a retenção do ovo no útero causa frequentemente uma deposição extra de cálcio na sua superfície. O ovo adquire um aspecto “poeirento”, que é inócuo para os consumidores, mas que pode ditar a redução do seu valor comercial. Esta deposição extra de cálcio pode ser responsável por uma diminuição das trocas gasosas realizadas através da casca e da taxa de eclosão dos ovos. Por vezes ela ocorre naturalmente, particularmente no início do período de postura.

9.3. PÓS-POSTURA

Nas gaiolas ou nos ninhos *rollway*, as galinhas têm poucas oportunidades de se sentarem sobre os ovos, ainda que por vezes o façam, se eles não rodarem imediatamente para fora da gaiola ou do ninho. Por vezes, elas continuam a prestar atenção aos ovos, mesmo depois deles terem rolado para fora da gaiola ou do ninho. Pelo contrário, nas gaiolas com cama, as galinhas sentam-se sobre os ovos por um período variável de tempo, de até meia hora. Este comportamento conduz a uma redução do período de vida dos ovos destinados ao consumo humano, pois impede que estes arrefeçam rapidamente após a postura. Nos ninhos *rollaway*, o comportamento de sentar sobre os ovos pode ser induzido prendendo ovos falsos ao pavimento (para estimular a sua utilização). A maior permanência das galinhas nos ninhos dita a necessidade de disponibilizar um maior número destas estruturas.

Deixar as galinhas sentarem-se sobre os ovos (ovos falsos ou até pedras) aumenta a probabilidade de elas entrarem em choco, mesmo nas estirpes altamente seleccionadas. O número e o contacto dos ovos com a parede abdominal estimulam o comportamento do choco. Pelo contrário, quando o choco não é desejado, os primeiros sinais deste estado devem ditar a rápida adopção de medidas de manejo que o contrariem. Assim, por

exemplo, há que manter as galinhas quentes e aumentar em duas horas o fotoperíodo. Fora das horas de postura, os ninhos devem ser mantidos fechados. Ninhos abertos, mais iluminados e ventilados reduzem o estabelecimento do choco. O mesmo faz a remoção regular dos ovos postos.

O encerramento das galinhas em gaiolas com piso em arame ou ripas afastadas (porque são desconfortáveis) previne o estabelecimento do choco. Na maioria dos casos, elas voltam rapidamente à postura. Todavia, a aplicação destas técnicas pode falhar, particularmente entre as galinhas mais velhas. Pode ser necessário recorrer à muda forçada. Neste sentido, há que sujeitar as galinhas a um certo grau de *stress* alimentar – sem alimentos sólidos, apenas com água. Ao terceiro dia sem comer deve-se fornecer-lhes conchas ricas em cálcio, de modo a preservar os níveis deste mineral nos ossos. Este *stress* resulta na perda das penas. O regresso a uma dieta normal promoverá o crescimento de novas penas e a postura. Durante este processo, algumas aves podem morrer, particularmente as mais débeis.

Nas explorações familiares, se o choco for útil, por exemplo, para incubar um pequeno número de ovos, este pode ser induzido deixando alguns ovos no ninho, mantendo os ninhos escuros e quentes, encerrar temporariamente as galinhas nos ninhos e juntando pintos às galinhas.

Nos ninhos com cama, as galinhas por vezes comem os ovos. Este comportamento começa sempre com a quebra accidental dos ovos, por exemplo, após a sua postura no solo ou devido à sobrelotação dos ninhos. Porém, instalado este comportamento, as galinhas quebram propositadamente os ovos. Nos ninhos *rollaway*, este problema é raro. A permanência de ovos rachados no ninho pode, no entanto, levar as aves a aprender a bicá-los. Depois de estabelecido, este problema é difícil de resolver, pelo que é fundamental preveni-lo através da aplicação de um bom manejo. A redução da iluminação pode ajudar a reduzir a incidência deste problema. O efeito da luz sobre o consumo de ovos pelas galinhas não é claro. Sabe-se, no entanto, que a luz estimula a actividade geral nas galinhas.

10. CHOCO

Na avicultura comercial, o choco pode ser um contratempo ou um problema sério (explorações de galinhas poedeiras). Normalmente, uma vez por ano, durante aproximadamente 1 mês, muitas galinhas (especialmente as de algumas raças) interrompem a postura e procedem à muda das penas. O choco tem duas componentes: incubação e comportamento maternal. A primeira só pode ser induzida em galinhas poedeiras e a segunda pode ser induzida em galinhas poedeiras ou não e até em galos, colocando junto deles pintos de outras criações. Nas raças de galinhas poedeiras, o choco é raro. São vários os sinais do choco: regressão do ovário, crista mais pequena e menos vermelha, redução da produção de ovos, até porque as galinhas diminuem a ingestão voluntária de alimentos, das cobrições e do comportamento de construção do ninho, afastamento das asas e das penas, arrancar das penas do peito, cacarejar e aumento gradual das visitas e do tempo de permanência no ninho. Quando sentadas no ninho, as galinhas chocas viram constantemente os ovos, rearranjando-os de modo a que fiquem devidamente cobertos.

Apenas as galinhas (e não os galos) chocam os ovos. A incubação dos ovos dura cerca de 21 dias. Durante o dia, as galinhas chocas permanecem cerca de 90-99% do seu tempo no

ninho, deixando os ovos apenas por breves períodos de tempo, para procurar (andar e buscar alimento) e ingerir alimentos e por conforto (abanar do corpo, limpeza das penas, alongamentos, defecar e banho de poeira). Durante o dia, elas tendem a deixar o ninho por um breve período de tempo de manhã e outro de tarde. As deslocções são normalmente espacialmente limitadas. Se as galinhas chocas tiverem de percorrer grandes distâncias para comer ou beber, os ovos podem acabar por arrefecer e afectar negativamente o desenvolvimento embrionário.

Os ninhos escuros, com cortina, tendem a melhorar o bem-estar das galinhas durante o choco (reduzem o medo). Eles garantem às galinhas condições de isolamento, escuridão e temperatura adequadas. Desta forma reduz-se a incidência de picassismo e de canibalismo.

As galinhas chocas privadas de ninho mantêm-se motivadas para incubar durante 3-5 dias. Depois, o cacarejar diminui e, no prazo de 8-12 dias, as galinhas retomam a postura. A incubação termina, normalmente, quando os pintos eclodem, mas pode prolongar-se se no ninho existirem ovos não eclodidos. Na verdade, se todos os ovos forem inférteis, a incubação pode persistir por um longo período de tempo – 3-4 meses –, embora o comportamento de incubação comece a diminuir a partir da 4-5ª semana.

As galinhas podem incubar simultaneamente 14-16 ovos, mas a taxa de eclosão tende a diminuir quando este número é superior a 10 ovos. O número de ovos que podem ser incubados simultaneamente por uma galinha depende do seu tamanho. Durante o choco, as galinhas mantêm os ovos devidamente húmidos aspergindo-os com água transportada no bico. Nas regiões de clima seco, a colocação de terra húmida por baixo da cama dos ninhos ajuda as galinhas a manter os teores de humidade relativa do ar adequados à incubação dos ovos – 60-80%. Na incubação natural é normal encontrarem-se taxas de eclosão próximas dos 80%. Taxas de eclosão iguais ou superiores a 75% são consideradas satisfatórias.

A incubação determina o início simultâneo do desenvolvimento embrionário em todos os ovos presentes no ninho. Assim, os ovos postos com vários dias ou semanas de diferença eclodem de forma sincronizada. A eclosão sincronizada dos ovos é uma forma bastante eficaz de reduzir o impacto da predação. Por outro lado, porque os pintos adquirem rapidamente a capacidade de se moverem, a eclosão não sincronizada ditaria a dispersão espacial dos pintos.

11. FERTILIDADE E ECLOSÃO

Num bando de reprodutores, o número de crias produzidas é o resultado da produção de ovos fertilizados adequados à incubação (i.e., limpos, intactos, tamanho aceitável, forma normal e casca de qualidade) e da eclosão dos mesmos (proporção de ovos férteis que eclodem). A fertilidade depende de múltiplos factores, incluindo comportamentais e de manejo. O mesmo sucede com a taxa de eclosão, ainda que em menor grau.

No início do ciclo anual de postura, os galos reprodutores apresentam taxas de fertilidade $\geq 95\%$. Mais tarde, particularmente após a 50ª semana de postura, este valor reduz-se drasticamente. Esta redução tem sido atribuída aos machos e não às fêmeas, uma vez que a taxa de fertilidade do bando não diminui quando é aplicada a técnica de IA. A libido e a frequência copuladora diminuem com a idade, mas esta diminuição não resulta sempre numa redução da fertilidade. Esta manteve-se elevada nos bandos sujeitos a

uma ligeira restrição alimentar. Pelo contrário, ela diminuiu nos bandos alimentados ad libitum, pelo que se acredita que a diminuição da fertilidade resulta do crescimento ou da conformação (interferindo na transferência de sêmen durante a cópula). Por outras palavras, algumas das supostas cobrições não terão passado de montas. O excesso de peso reduz a taxa de fertilidade.

12. COMPORTAMENTO MATERNAL

Nas galinhas, o comportamento maternal começa a manifestar-se quando da eclosão dos primeiros ovos. A ligação galinha-pintos é feita por *imprinting*, aprendendo os pintos a reconhecer o cacarejar único da galinha. A galinha incentiva os pintos a aninharem-se debaixo dela, levantando ligeiramente as asas. Ela continua a cacarejar, corre em auxílio dos pintos sempre que eles pedem ajuda e emite um chamamento alimentar especial, ao mesmo tempo que pega e deixa cair um alimento que os quer incentivar a ingerir.

À medida que os pintos adquirem a capacidade de controlar a sua temperatura interna, o contacto com a mãe começa a diminuir, pelo que o comportamento maternal começa igualmente a reduzir-se. Esta tendência pode ser revertida juntando à galinha novos pintos recém-nascidos. A experiência da galinha introduz alterações subtis no seu comportamento maternal. A galinha apresenta sequências cíclicas de comportamento: cuidar dos pintos, limpar das penas, alimentação (beber e comer), exploração do meio envolvente, banho de poeira e novamente cuidar dos pintos. Nas galinhas inexperientes, a duração deste ciclo é mais longa.

O comportamento maternal diminui progressivamente ao longo de 4-10 semanas, após o que a galinha retoma a postura. O tempo que a galinha demora a retomar a postura depende do tempo que passou desde a eclosão dos ovos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Akil, R. e Zakaria, H., 2015. Egg laying characteristics, egg weight, embryo development, hatching weight and post-hatch growth in relation to oviposition time of broiler breeders. *Animal Reproduction Science*, **156**, 103-110.
- Appleby, M.C., Maguire, S.N. e McRae, H.E., 1986. Nesting and floor laying by domestic hens in a commercial flock. *British Poultry Science*, **27**, 75-82.
- Appleby, M.C., McRae, H.E., Duncan, I.J.H. e Bisazza, A., 1984. Choice of social conditions by laying hens. *British Poultry Science*, **25**, 111-117.
- Appleby, M.C., Mench, J.A. e Hughes, B.O., 2004. Poultry behaviour and welfare. CABI Publishing, Wallingford, RU, 276 pp..
- Balander, R.J., Van Krey, H.P. e Siegel, P.B., 1980. A female model versus live hens as a stimulus for eliciting sexual behavior in chickens. *Poultry Science*, **59** (3), 624-627.
- Bakst, M.R. e Dymond, J.S., 2013. Artificial insemination in poultry. In: Success in artificial insemination – Quality of semen and diagnostics employed, A. Lemma (Ed), IntechOpen, <https://www.intechopen.com/books/success-in-artificial-insemination-quality-of-semen-and-diagnostics-employed/artificial-insemination-in-poultry>
- Benoff, F.H. e Renden, J.A., 1978. The effect of oviposition on fertility in chickens. *Poultry Science*, **57**, 1771-1772.
- Bilcik, B., Estevez, I. e Russek-Cohen, E., 2005. Reproductive success of broiler breeders in natural mating systems: The effect of male-male competition, sperm quality, and morphological characteristics. *Poultry Science*, **84**, 1453-1462.
- Birkhead, T.R. e Pizzari, T., 2002. Postcopulatory sexual selection. *Nature Reviews*, **3**, 262-273.
- Birkhead, T.R. e Pizzari, T., 2009. Sperm competition and fertilization success. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..
- Brillard, J.P., 1993. Sperm storage and transport following natural mating and artificial insemination. *Poultry Science*, **72**, 923-928.
- Brocklehurst, D.S., 1975. A preliminary report on a survey of floor laying in breeding stock. East of Scotland College of Agriculture, West Mains Road, Edimburgo, RU. In: M.C. Appleby (Ed.), 1984, Factors affecting floor laying by domestic hens: a review. *Worlds Poultry Science Journal*, **40**, 241-249.
- Carbaugh, B.T., Schein, M.W. e Hale, E.B., 1962. Effects of morphological variations of chicken models on sexual responses of cocks. *Animal Behaviour*, **10** (3-4), 235-238.
- Chibinga, M.M., 2016. Practical village chicken production. In: Training manual. S. Boyd (Ed), Brethren in Christ Church, Choma, Zâmbia, 33 pp..
- Clausen, T., e Riber, A.B., 2012. Effect of heterogeneity of nest boxes on occurrence of gregarious nesting in laying hens. *Applied Animal Behaviour Science*, **142**, 168-175.
- Cole, H.H. e Cupps, P.T., 1977. Reproduction in domestic animals. 3ª Edição, Academic Press, Inc., Nova Iorque, EUA, 665 pp..
- Cornwallis, C.K. e Birkhead, T.R., 2006. Social status and availability of females determine patterns of sperm allocation in the fowl. *Evolution*, **60** (7), 1486-1493.
- Cornwallis, C.K. e Birkhead, T.R., 2007. Changes in sperm quality and numbers in response to experimental manipulation of male social status and female attractiveness. *The American Naturalist*, **170** (5), 758-770.
- Cornwallis, C.K. e O'Connor, E.A., 2009. Sperm: seminal fluid interactions and the adjustment of sperm quality in relation to female attractiveness. *Proceedings of the Royal Society B*, **276**, 3467-3475.
- Dhama, I.K., Singh, R.P., Karthik, K., Chakraborty, S., Tiwari, R., Wani, M.Y. e Mohan, J., 2014. Artificial insemination in poultry and possible transmission of infectious pathogens: A review. *Asian Journal of Animal and Veterinary Advances*, **9** (4), 211-228.
- Damerow, G., 2019. Raising chickens: 10 features laying hens look for in a perfect nesting box. In: <https://blog.cacklehatchery.com/10-features-laying-hens-look-for-in-a-perfect-nesting-box/> (consultado a 3 de Janeiro de 2020)
- Domjan, M. e Gutiérrez, G., 2019. The behavior system for sexual learning. *Behavioural Processes*, **162**, 184-196.
- Duncan, I.J.H., 2009. Mating behaviour and fertility. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..
- Duncan, I.J.H., Hocking, P.M. e Seawright, E., 1990. Sexual behaviour and fertility in broiler breeder domestic fowl. *Applied Animal Behaviour Science*, **26**, 201-213.
- Dunn, I.C., Ciccone, N.A. e Joseph, N.T., 1996. Endocrinology and genetics of the hypothalamic-pituitary-gonadal axis. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), CAB International, Oxfordshire, RU, 464 pp..
- Engel, J.M., Widowski, T.M., Tilbrook, A.J., Butler, K.L e Hemsworth, P.H., 2019. The effects of floor space and nest box access on the physiology and behavior of caged laying hens. *Poultry Science*, **98** (2), 533-547.
- Enneking, S.A., Cheng, H.W., Jefferson-Moore, K.Y., Einstein, M.E., Rubin, D.A. e Hester, P.Y., 2012. Early access to perches in caged White Leghorn pullets. *Poultry Science*, **91**, 2114-2120.
- Estevez, I., Tablante, N., Pettit-Riley, R.L. e Carr, L., 2002. Use of cool perches by broiler chickens. *Poultry Science*, **81**, 62-69.
- Fraser, A.F., 1980. Comportamiento de los animales de granja. Editorial Acribia, Saragoça, 291 pp..
- French, K.M., 1981. Practical poultry raising. Peace Corps' Information Collection & Exchange, Washington, EUA, 225 pp..
- Fundación Origen, 2011. Producción y manejo avícola. Manual escolar 10, Escuela Agroecológica de Pirque, Pirque, Chile, 20 pp..
- Gee, H., 1998. Sex and chickens. *Nature*. doi:10.1038/news981203-8.

- Getachew, T., 2016. A review article of artificial insemination in poultry. *World's Veterinary Journal*, **6** (1), 26-35.
- Giersberg, M.F., Kemper, N. e Spindler, B., 2019. Pecking and piling: The behaviour of conventional layer hybrids and dual-purpose hens in the nest. *Applied Animal Behaviour Science*, **214**, 50-56.
- Giesen, A.F., McDaniel, G.R. e Sexton, T.J., 1980. Effect of time of day of artificial insemination and oviposition-insemination interval on the fertility of broiler breeder hens. *Poultry Science*, **59**, 2544-2549.
- Gomendio, M., Malo, A.F., Garde, J. e Roldan, E.R.S., 2007. Sperm traits and male fertility in natural populations. *Reproduction*, **134**, 19-29.
- Guhl, A.M., 1950. Social dominance and receptivity in the domestic fowl. *Physiological Zoology*, **23**, 361-366.
- Hafez, E.S.E., 1987. Reproduction in farm animals. 5ª Edição, Lea & Febiger, Filadélfia, EUA, 649 pp..
- Hannah, W.A., Astatkie, T. e Rathgeber, B.M., 2020. Hatch rate of laying hen strains provided a photoperiod during incubation. *Animal*, **14** (2), 353-359.
- Harvey, S., Scanes, C.G. e Phillips, J.G., 1987. Avian reproduction. In: Fundamentals of comparative vertebrate endocrinology, I. Chester-Jones, I., P.M. Ingleton e J.G. Phillips (Eds), Springer, Londres, RU, 125-185.
- Hirao, A., Aoyama, M. e Sugita, S., 2009. The role of uropygial gland on sexual behavior in domestic chicken *Gallus gallus domesticus*. *Behavioural Processes*, **80** (2), 115-120.
- Hughes, B.O., 1979. Aggressive behaviour and its relation to oviposition in the domestic fowl. *Applied Animal Ethology*, **5** (1), 85-93.
- Hughes, B.O., Gilbert, A.B. e Brown, M.F., 1986. Categorisation and causes of abnormal egg shells: relationship with stress. *British Poultry Science*, **27**, 325-337.
- Hunniford, M.E., Torrey, S., Bédécarrats, G., Duncan, I.J.H. e Widowski, T.M., 2014. Evidence of competition for nest sites by laying hens in large furnished cages. *Applied Animal Behaviour Science*, **161**, 95-104.
- Johnson, A.L., 2000. Reproduction in the female. In: Sturkie's avian physiology. G.C. Whittow (Ed), 5ª Edição, Academic Press, Cambridge, EUA, 704 pp..
- Johnson, P., 2017. Reprodução das aves domésticas. In: Dukes fisiologia dos animais domésticos. W.O. Reece, H.H. Erickson, J.P. Goff e E.E. Uemura (Eds), 13ª Edição, Editora Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, Brasil, 740 pp..
- Jones, M.E. e Mench, J.A., 1991. Behavioral correlates of male mating success in a multisire flock as determined by DNA fingerprinting. *Poultry Science*, **70**, 1493-1498.
- Kasperek, K., Zieba, G., Pluta, A., Ziemiańska, A. e Rozempolska-Rucińska, I., 2020. Breed-related differences in the preference for inanimate objects between chicks of laying hens. *Applied Animal Behaviour Science*, **232**, 105104.
- Kovach, J.K., 1975. The behaviour of quail. In: The behaviour of domestic animals, E.S.E Hafez (Ed), 3ª Edição, Baillière Tindall, Londres, RU, 532 pp..
- Lentfer, T.L., Gebhardt-Henrich, S.G., Fröhlich, E.K.F. e von Borell, E., 2013. Nest use is influenced by the positions of nests and drinkers in aviaries. *Poultry Science*, **92**, 1433-1442.
- Leonard, M.L., Zanette, L., Thompson, B.K. e Fairfull, R.W., 1993. Early exposure to the opposite sex affects mating behaviour in White Leghorn chickens. *Applied Animal Behaviour Science*, **37** (1), 57-67.
- Løvlie, H. e Pizzari, T., 2007. Sex in the morning or in the evening? Females adjust daily mating patterns to the intensity of sexual harassment. *The American Naturalist*, **170** (1), E1-E13.
- Løvlie, H., 2007. Pre- and post-copulatory sexual selection in the fowl, *Gallus gallus*. Stockholm University, Estocolmo, Suécia, 41 pp.. (Tese de doutoramento)
- Løvlie, H., Zidar, J. e Berneheim, C., 2014. A cry for help: Female distress calling during copulation is context dependent. *Animal Behaviour*, **92**, 151-157.
- McGary, S., Estevez, I. e Russek-Cohen, E., 2003. Reproductive and aggressive behavior in male broiler breeders with varying fertility levels. *Applied Animal Behaviour Science*, **82**, 29-44.
- Mohan, J., Sharma, S.K., Kolluri, G. e Dahma, K., 2018. History of artificial insemination in poultry, its components and significance. *World's Poultry Science Journal*, **74**, 475-488.
- O'Connor, E.A., Saunders, J.E., Grist, H., McLemana, M.A., Wathes, C.M. e Abeyesinghe, S.M., 2011. The relationship between the comb and social behaviour in laying hens. *Applied Animal Behaviour Science*, **135**, 293-299.
- Parker, J.E., 1945. Relation of time of day of artificial insemination to fertility and hatchability of hens' eggs. *Poultry Science*, **24** (4), 314-317.
- Pizzari, T. e Birkhead, T.R., 2001. For whom does the hen cackle? The function of postoviposition cackling. *Animal Behaviour*, **61**, 601-607.
- Pizzari, T., Cornwallis, C.K. e Froman, D.P., 2007. Social competitiveness associated with rapid fluctuations in sperm quality in male fowl. *Proceedings of the Royal Society B*, **274**, 853-860.
- Riber, A.B., 2012. Nest sharing under semi-natural conditions in laying hens. *Applied Animal Behaviour Science*, **136** (1), 44-49.
- Robinson, F.E., Wilson, J.L., Yu, M.W., Fassenko, G.M. e Hardin, R.T., 1993. The relationship between body weight and reproductive efficiency in meat-type chickens. *Poultry Science*, **72**, 912-922.
- Sauveur, B., 1988. Reproduction des volailles et production d'œuf. INRA, Paris, França, 449 pp..
- Scanes, C.G. e Christensen, K.D., 2020. Poultry science. 5ª Edição, Waveland Press, Inc., Long Grove, EUA, 475 pp..
- Sharp, P.J., 2009. Broodiness and broody control. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..

- Shi, H., Li, B., Tong, Q., Zheng, W., Zeng, D., 2021. Male mating behaviour and fertility of layer breeders in natural mating colony cages: LED light environmental effects. *Applied Animal Behaviour Science*, **236**, 105257, 9 pp..
- Siegel, P.B. e Siegel, H.S., 1964. Rearing methods and subsequent sexual behaviour of male chickens. *Animal Behaviour*, **12** (2-3), 270-271.
- Sonaiya, E.B. e Swan, S.E.J., 2004. Manual. Small-scale poultry production. Technical guide. FAO Animal Production and Health 1, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma, Itália, 119 pp..
- Squires, E.J., 2003. Applied animal endocrinology. CABI Publishing, Wallington, RU, 272 pp..
- Stadig, L.M., Rodenburg, T.B., Reubens, B., Ampe, B. e Tuytens, F.M.A., 2018. Effects of dark brooders and overhangs on free-range use and behaviour of slow-growing broilers. *Animal*, **12** (8), 1621-1630.
- Struelens, E., Tuytens, F.A.M., Janssen, A., Leroy, T., Audoorn, L., Vranken, E., De Baere, K., Ödberg, F., Berckmans, D., Zoons, J. e Sonck, B., 2005. Design of laying nests in furnished cages: influence of nesting material, nest box position and seclusion. *British Poultry Science*, **46** (1), 9-15.
- Vaca, L.A., 2003. Producción avícola. EUNED, San José, Costa Rica, 256 pp..
- Valle, R., 2008. Encouraging hens to lay in nests. Ross Tech Note, Aviagen, Newbridge, RU, 1-5 pp..
- Van den Brand, H., Sosef, M.P., Lourens, A. e van Harn, J., 2016. Effects of floor eggs on hatchability and later life performance in broiler chickens. *Poultry Science*, **95** (5), 1025-1032.
- van den Oever, A.C.M., Rodenburg, T.B., Bolhuis, J.F., van de Ven, L.J.F., Hasan, Md.K., van Aerle, S.M.W. e Kemp, B., 2020. Relative preference for wooden nests affects nesting behaviour of broiler breeders. *Applied Animal Behaviour Science*, **222**, 104883.
- van den Oever, A.C.M., Candelotto, L., Kemp, B., Rodenburg, T.B., Bolhuis, J.E., Graat, E.A.M., van de Ven, Guggisberg, D. e Toscano, M.J., 2021. Influence of a raised slatted area in front of the nest on leg health, mating behaviour and floor eggs in broiler breeders. *Animal*, **15** (2), 100109.
- Van der Klein, S.A.S., Zuidhof, K.M. e Bédécarrats, G.Y., 2020. Diurnal and seasonal dynamics affecting egg production in meat chickens: A review of mechanisms associated with reproductive dysregulation. *Animal Reproduction Science*, **213**, 106257.
- van Eekeren, N., Maas, A., Saatkamp, H.W. e Verschuur, M., 2006. Criação de galinhas em pequena escala. In: Agrodok 4, Fundação Agromisa, Wageningen, Holanda, 100 pp..
- Wilson, D.R., Bayly, K., Nelson, X.J., Gillings, M. e Evans, C.S., 2008. Alarm calling best predicts mating and reproductive success in ornamented male fowl, *Gallus gallus*. *Animal Behaviour*, **76**, 543-554.
- Wilson, H.R. e Keeling, L.J., 1991. Effect of time of feeding on oviposition time and production parameters in broiler breeders. *Poultry Science*, **70**, 254-259.
- Zabudskii, Y.I., 2016. Reproductive function in hybrid poultry, III. An impact of breeder flock age. *Agricultural Biology*, **51** (4), 436-449.
- Zhang, Z.C., Wang, Y.G., Li, L., Yin, H.D., Li, D.Y., Wang, Y., Zhao, X.L., Liu, Y.P. e Zhu, Q., 2016. Circadian clock genes are rhythmically expressed in specific segments of the hen oviduct. *Poultry Science*, **95** (7), 1653-1659.



9.

INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL

ARMINDO ALVARO¹, HÉLDER QUINTAS², RAMIRO VALENTIM²

¹ Instituto Superior Politécnico do Cuanza Sul, Angola

² Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal.

A inseminação artificial (IA) foi realizada com sucesso pela primeira vez nas aves há aproximadamente 100 anos por Ivanov. Nos galos, a recolha de sémen tornou-se mais fácil com a utilização de dispositivos desenvolvidos por Ishikawa (1930). Em 1935, Burrows e Quinn descrevem uma técnica de massagem abdominal que permitia “ordenhar” os galos. A técnica de recolha de sémen, seguida de IA, foi desenvolvida por Burrows e Quinn (1936). Todos estes investigadores são considerados os pais da IA avícola.

A IA é um processo através do qual o sémen de um galo é recolhido e depois é colocado artificialmente no tracto genital de várias galinhas, com o objectivo de fecundar os oócitos II. Ela implica a recolha, avaliação, armazenamento, manuseamento e deposição dos espermatozóides (SPZ) no tracto genital da fêmea.

A IA é normalmente realizada com o objectivo de produzir ovos férteis e a produção de descendência viável. Contudo, ela é frequentemente utilizada com outros objectivos. Ela possibilita uma melhor utilização dos machos reprodutores, a rápida disseminação do material genético de um pequeno número de machos melhoradores por um elevado número de fêmeas, a criação de bancos de germoplasma, a gestão da variabilidade genética nas raças autóctones, evitando-se a consanguinidade, e a aplicação de programas de conservação das populações silvestres. Nas raças pesadas, a diferença de tamanho entre galos e galinhas resulta em montas malsucedidas e consequentemente em baixas taxas de fertilidade. Este problema é facilmente ultrapassado via IA. Porque deixa de ser necessário manter machos nas explorações, os custos de produção reduzem-se e o manejo torna-se mais simples. Por outro lado, a aplicação desta técnica facilita o controlo da transmissão de doenças sexualmente transmitidas.

Dentro do tracto genital da galinha, os SPZ são seleccionados, armazenados e migram até ao local da fecundação. A dose seminal deve ser colocada na vagina, próximo das glândulas tubulares SST, para que os SPZ nelas penetrem e se consigam obter boas taxas de fertilidade. Estima-se que apenas 1-2% dos SPZ colocados na vagina das galinhas seja transportado e entre nas SST. Quanto maior for a quantidade de sémen colocado na vagina menor é a quantidade de SPZ armazenados nas SST. Posteriormente, os SPZ migram até ao segundo reservatório de SPZ (junção do magno com o infundíbulo). A passagem de um oócito II pelo infundíbulo estimula a actividade espermática e a fecundação do gameta feminino.

1. FACTORES QUE AFECTAM A PRODUÇÃO DE SÉMEN

A produção de sémen varia significativamente entre raças, estirpe, linha e indivíduos. Antes da ejaculação, os SPZ de galo permanecem normalmente imóvel. São vários os factores internos (hormonais e funcionais) e externos capazes de influenciar a produção de sémen. De entre os factores externos há que destacar: o manejo geral, a alimentação, as condições ambientais, as relações sociais, o método de recolha de sémen, entre outros.

2. RECOLHA DE SÊMEN

Os galiformes não possuem um órgão copulador intermitente. Este é composto por pregas e protuberâncias que contactam com a cloaca da fêmea quando da cópula. Os galos possuem um corpo fático médio proeminente, corpos fáticos laterais relativamente pequenos e pregas linfáticas.

O principal objectivo da recolha de sêmen é obter um ejaculado com um volume máximo, limpo e de alta qualidade, através da menor manipulação possível. São vários os factores que influenciam a recolha e a qualidade do sêmen: genética, espermatogénese, regime luminoso, peso corporal, alimentação, manejo, momento da recolha, método e frequência das recolhas, treino dos galos, entre outros.

2.1. MÉTODOS DE RECOLHA DE SÊMEN

2.1.1. MASSAGEM

Nos galos, o sêmen pode ser recolhido através de métodos não invasivos – massagem dorsal e/ou pressão exercida sobre a região da cloaca. É necessário apenas um técnico, embora a ajuda de um outro técnico seja sempre bem-vinda.

O galo deve ser retirado gentilmente da jaula e rapidamente imobilizado, com o peito voltado para baixo, sobre uma mesa (Figura 9.1). ou sobre o joelho do técnico que está sentado. De seguida, o seu dorso deve gentilmente massajado, de trás das asas até à cauda, com movimentos rápidos e a base da cauda deve ser esfregada entre os dedos polegar e indicador. O macho responde com a tumescência do falo, realizados 3-6 movimentos completos.



FIGURA 9.1 – Recolha de sêmen em galos imobilizados sobre uma mesa (esquerda); recolha de sêmen de galo por massagem abdominal (direita).

De acordo com vários autores, não há qualquer indício de que o tipo de massagem (dorsal ou abdominal), isolada ou conjuntamente, permite obter maiores ejaculados. Outros referem que a massagem abdominal resulta na recolha de ejaculados menos volumosos, mas mais concentrados.

Conseguida a erecção do falo pode-se massajar igualmente as regiões moles do abdómen (massagem abdominal). De seguida, o técnico, com os dedos indicador e polegar, deve pressionar cuidadosamente, dorso-ventralmente, a cloaca e extrair o sémen a partir da papila externa do canal deferente (Figura 9.1). A aplicação de uma pressão excessiva pode causar sangramento. Nos galos treinados, todo este processo tarda cerca de 10-15 segundos.

O sémen surge como grandes gotas após cada movimento completo de estimulação. O sémen de galo é de cor branca (aspecto leitoso). Dada a proximidade da cloaca, o sémen recolhido pode estar conspurcado com fezes, urina e bactérias. Na verdade, há que evitar tocar com as mãos nas estruturas cloacais. Se o sémen for contaminado, ele deve ser imediatamente rejeitado. A fim de diminuir a probabilidade de ocorrer a contaminação do sémen, este deve ser aspirado directamente da cloaca com o auxílio de uma seringa estéril.

A manipulação da região cloacal pode conduzir a uma segunda ejaculação. Contudo, a repetição da massagem resulta num reduzido acréscimo de sémen recolhido. Várias massagens consecutivas podem causar lesões nas regiões cloacal e fállica e contribuir para a contaminação do sémen.

Antes de realizar a massagem é necessário adoptar várias medidas de maneio. Os machos devem ser previamente separados das fêmeas, por um período de 5-7 dias, para garantir uma maior produção de sémen. Contudo, alguns dias antes da recolha propriamente dita, os galos devem ser sujeitos a recolhas “preparatórias” para se ter a certeza que são férteis. Nem todos os galos são bons dadores de sémen. Os machos treinados produzem normalmente melhores ejaculados. A recolha de sémen deve ser feita sempre pelo mesmo técnico. No mesmo sentido, a recolha de sémen deve ser feita sempre sob as mesmas condições ambiente. A manipulação dos galos dadores de sémen deve ser feita com cuidado, a fim de se evitar que eles entre em stress e se debatam. Deve ser feita a tricotomia prévia das penas presentes na zona da cloaca. Porque o falo se situa na cloaca, os machos dadores de sémen devem ser postos em jejum 12 horas antes da recolha de sémen, de modo a prevenir a contaminação fecal do sémen.

2.1.2. ELECTROEJACULAÇÃO

A electroejaculação é um método de recolha de sémen baseado na inserção de uma sonda (8 mm de diâmetro x 35 mm de comprimento), com vários eléctrodos incorporados, no recto do galo e na promoção de uma estimulação eléctrica. A contenção do galo passa por amarrar-lhe ambas as patas (usando uma corda com um laço) e puxá-las para baixo em direcção aos pés do técnico (aproveitando o laço da corda), que permanece sentado numa cadeira. O galo é pousado sobre o joelho do técnico, apoiado sobre o peito e a coxa, com a cauda voltada para o técnico. As fezes e a urina devem ser previamente removidas com uma solução fisiológica aquecida. O excesso desta solução deve ser removido com algodão absorvente.

Os ejaculados recolhidos por electroejaculação devem ter um volume de 0,1-1,0 ml, uma concentração de 0,8-2,3 biliões de SPZ/ml e uma motilidade de 4 (escala de 0-5).

Durante a electroejaculação, respeitados os procedimentos de manuseamento do animal, os sinais de desconforto/dor são praticamente imperceptíveis.

2.2. FREQUÊNCIA DA RECOLHA DE SÊMEN

A frequência de recolha de amostras de sêmen afecta o sucesso da IA. Elevados períodos de intervalo entre recolhas de sêmen resultam na presença de uma elevada percentagem de SPZ senis nos ductos deferentes. Pelo contrário, recolhas muito frequentes conduzem à produção de ejaculados pouco concentrados e à ejaculação de SPZ imaturos. A frequência ideal de recolha depende de factores: genéticos, individuais, ambientais, sociais e método usado. Nos galos, a frequência recomendada é três vezes/semana (dias alternados).

3. CARACTERÍSTICAS DO SÊMEN DE GALO

Nos anos 60 e 70 do século passado, o número de doses seminais a preparar a partir de um ejaculado era calculado tendo por base o seu volume. Nos anos 70 e 80, a preparação das doses de IA passou a basear-se no número total de SPZ ejaculados. A partir dos finais dos anos 80, esta preparação passou a assentar no número de SPZ viáveis.

O sêmen é composto por SPZ e por plasma seminal segregado nos testículos, nos epidídimos e nos ductos deferentes (Quadro 9.1), sob controlo da testosterona. O plasma seminal tem um pH neutro (ou ligeiramente alcalino) e a sua osmolaridade é suportada por um elevado conteúdo em aminoácidos (como o glutamato) e várias proteínas. Ele possui ainda um elevado teor de colesterol e de fosfolípidos, com origem em numerosas vesículas lipídicas e lipoproteicas.

QUADRO 9.1 – Características e componentes químicos do sêmen de galo (Hafez e Hafez, 2000)

Características e componentes do sêmen	Galo
Volume do ejaculado (ml)	0,2-0,5
Concentração espermática (x 10 ⁶ /ml)	3.000-7.000
Concentração do ejaculado (x 10 ⁹)	0,06-3,5
Espermatozóides móveis (%)	60-80
Espermatozóides normais (%)	85-90
Proteína (g/100 ml)	2,8
pH	7,2-7,6
Frutose (mg/100 ml)	4
Sorbitol (mg/100 ml)	0-10
Inositol (mg/ 100 ml)	16-20
Glicerilfosforilcolina (GPC) (mg/100 ml)	0-40
Ergotioneína (mg/100 ml)	0-2
Sódio (mg/100 ml)	352
Potássio (mg/100 ml)	61
Cálcio (mg/100 ml)	10
Magnésio (mg/100 ml)	14
Cloro (mg/100 ml)	147

O plasma seminal estimula a motilidade espermática e é essencial quando da ejaculação. Não é um meio ideal de conservação dos SPZ, embora possua fracções de elevado peso molecular (que suportam a fertilidade), que são removidas do ejaculado antes dos SPZ alcançarem as SST.

4. ANÁLISES SEMINAIS

O potencial reprodutivo dos galos depende muito da qualidade do sémen produzido. As análises seminais permitem identificar e seleccionar os melhores reprodutores e eliminar os machos pouco férteis ou inférteis, avaliar quantitativa e qualitativamente o sémen e calcular a diluição do sémen e o número de doses que podem ser preparadas. A utilização de sémen de baixa qualidade resulta numa reduzida taxa de fertilidade, num aumento da taxa de mortalidade embrionária e obriga a galinha a depender de SPZ anteriormente inseminados.

A qualidade do sémen de galo depende de vários factores: genética, indivíduo (idade, estado de saúde), estação do ano, fotoperíodo, alimentação, frequência de ejaculações, entre outros.

As análises seminais tradicionais incluem o volume do ejaculado, o seu aspecto, a concentração espermática, a motilidade e as percentagens de SPZ vivos e normais. Muitos destes parâmetros correlacionam-se com a capacidade fertilizadora dos SPZ.

4.1. VOLUME DO EJACULADO

O volume do ejaculado é medido com recurso a uma seringa ou a um tubo graduado. Este parâmetro varia em função da genética, da idade, do peso, da estação do ano, da secreção relativa das várias glândulas secretoras do fluido seminal, do momento e do método e da frequência das recolhas dos ejaculados, entre outros.

4.2. COR

O sémen de galo deve ter uma cor branco pérola e aspecto cremoso, ser viscoso e estar limpo. Ejaculados com outra cor, aguados (baixa concentração de SPZ), contaminados com sangue (vermelho ou acastanhado) ou com resíduos fecais/urinários (verde/amarelo) devem ser liminarmente rejeitados.

4.3. CONCENTRAÇÃO ESPERMÁTICA

Um dos parâmetros mais utilizados de avaliação da qualidade seminal é a concentração espermática. A concentração espermática pode ser estimada com recurso a um hemocítmetro, um espermatócrito, um espectrofotómetro ou a um sistema computadorizado de análise seminal (CASA) (Figura 9.2).

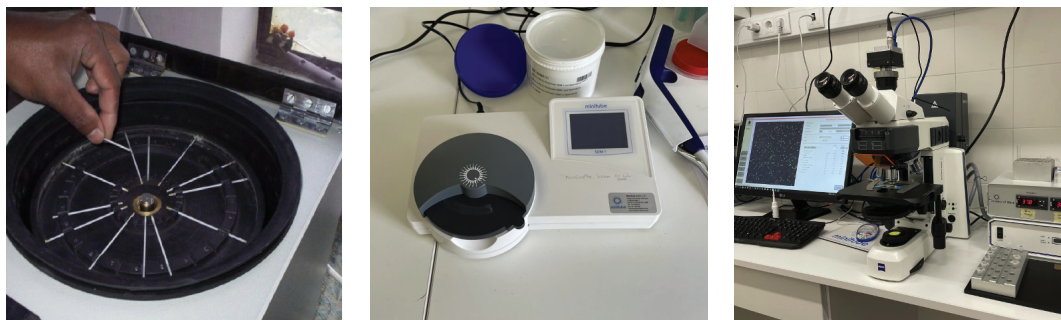


FIGURA 9.2 – Equipamentos que podem ser usados na estimação da concentração espermática.
Centrifuga de espermátocritos (esquerda), fotômetro (centro) e sistema CASA (direita).

No hemocitômetro, depois de diluído o sêmen, os SPZ são contados numa câmara, por exemplo, de Neubauer melhorada (Figura 9.3). Trata-se de um método tedioso. A determinação da concentração espermática por espermátocrito é semelhante à determinação dos valores de hematócrito sanguíneo. O sêmen é aspirado para microtubos de hematócrito, que depois são centrifugados, numa centrífuga de hemátocritos, durante 10 minutos. A concentração espermática é estimada usando um factor de conversão ou uma curva padrão previamente calculada com um hemocitômetro. O espectrofotômetro mede a densidade óptica do sêmen diluído. Quanta mais luz for reflectida, maior será a concentração espermática. Também neste caso, a concentração espermática é estimada usando um factor de conversão ou uma curva padrão previamente calculada. Estes métodos são fiáveis, ainda que a velocidade de rotação e a intensidade do feixe luminoso possam variar com a marca, a idade e o uso repetido do equipamento. No mesmo sentido, os resultados dependem do técnico que o realiza.

O sistema CASA, a partir de uma amostra de sêmen diluído, calcula a motilidade e a concentração espermática, contando o número de SPZ presentes nas fotografias de vários campos do microscópio. Pode ser ainda usado na avaliação da morfologia, da integridade das membranas plasmática e acrossômica, da actividade mitocondrial e da integridade do ácido desoxirribonucleico (DNA).

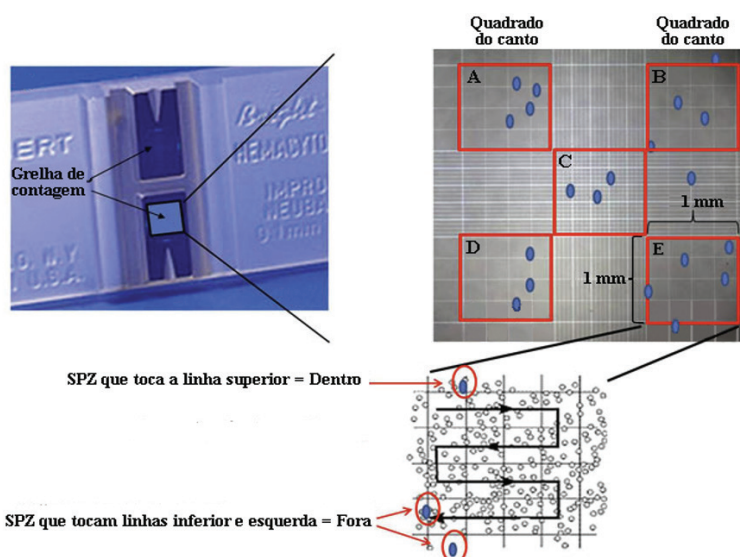


FIGURA 9.3 – Câmara de Neubauer melhorada e método de contagem de espermatozoides (SPZ).

Alguns autores afirmam que o sêmen de galo possui entre 2.000-4.000 x 10⁶ SPZ/ml. Outros asseguram que este parâmetro varia entre 3.000-7.000 x 10⁶ SPZ/ml. Outros ainda referem uma concentração espermática média de 5.000 x 10⁶ SPZ/ml. Valores inferiores aos esperados podem significar uma inadequada produção testicular de SPZ ou a presença de um número insuficiente de células espermáticas nos canais deferentes. Nos galos, a taxa de fertilidade depende mais da qualidade do que da quantidade do sêmen.

A concentração espermática varia em função da genética, da idade, do peso, da estação do ano, do número de SPZ produzidos, do momento e do método de recolha do ejaculado. No mesmo sentido, ela varia em função da frequência de recolha. Os galos podem realizar mais de 25 cobrições por dia. Numa sessão de recolha de sêmen, o primeiro ejaculado recolhido é, normalmente, o mais concentrado, ainda que a recolha de um segundo ejaculado possibilite a obtenção de um maior número total de SPZ.

4.4. MOTILIDADE ESPERMÁTICA

A motilidade é a função mais óbvia dos SPZ e o principal factor condicionador da fertilidade. Ela pode ser progressiva (para diante) ou não-progressiva (movimentos ao acaso ou oscilatórios). A motilidade progressiva está normalmente associada a taxas de fertilidade mais elevadas.

A motilidade dos SPZ pode ser avaliada microscopicamente (ampliação de 50 X) e, sob certas condições, macroscopicamente. São vários os métodos subjectivos e objectivos, qualitativos e quantitativos de avaliação da motilidade espermática. Pode ser avaliada colocando uma gota de sêmen não diluído ou diluído entre uma lâmina de microscópio e uma lamela ou utilizando um sistema CASA.

4.5. PERCENTAGEM DE ESPERMATOZÓIDES VIVOS (VIABILIDADE)

A percentagem de SPZ vivos é determinada depois de diluir uma amostra de sêmen com uma solução com eosina-nigrosina e de realizar um esfregaço. A lâmina é então observada num microscópio sob uma ampliação de 80-100 X.

Os SPZ vivos quando da diluição do sêmen permanecem de cor branco-pérola e os mortos ficam tingidos de rosa-magenta. A nigrosina serve para escurecer o fundo e distinguir melhor os SPZ vivos dos SPZ mortos.

4.6. MORFOLOGIA DOS ESPERMATOZÓIDES

Os SPZ possuem uma cabeça, uma peça intermédia e uma cauda ou flagelo. A cabeça contém o núcleo (com o material genético do pai). Os invólucros pós-nuclear (que cobre a porção posterior do núcleo) e acrossômico (que cobre a porção anterior do núcleo) têm por função proteger o núcleo. O acrossoma transporta várias enzimas hidrolíticas como a acrosina (envolvidas na digestão da membrana vitelina do oócito II). A peça intermédia tem dois centríolos – proximal e distal – e um elevado número de mitocôndrias (aproximadamente 30). É o motor do metabolismo energético, ainda que não possua reservas intracelulares significativas de energia. O flagelo é a porção mais comprida do SPZ – 70-100 µm. Ele começa a nível do centríolo distal e contém um axonema com um par central e nove periféricos de microtúbulos.

Os SPZ das aves diferem morfológicamente dos dos mamíferos. Mais, entre as várias espécies de aves domesticadas existem diferenças quanto à forma e ao tamanho dos SPZ. As células espermáticas dos galos possuem uma peça intermédia consideravelmente longa (cerca de $\frac{1}{4}$ do seu comprimento total). Os principais defeitos morfológicos dos SPZ de galo são: peça intermédia dobrada, peça intermédia danificada, acrossoma danificado (dobrado, edemaciado, atado ou arredondado), cabeça edemaciada e cauda defeituosa.

A malformação ou a lesão do acrossoma impede o SPZ de ultrapassar a membrana vitelina interna e de fertilizar o ócito II. A morfologia dos SPZ pode ser avaliada através de uma técnica de coloração com eosina-nigrosina. Uma amostra de sémen colorido é espalhada sobre uma lâmina de microscópio – esfregaço. Depois de secar, ela é observada ao microscópio (1.000 X). Os SPZ podem então ser classificados como normais ou anormais. Os SPZ anormais são classificados de acordo com o tipo de anomalia apresentada – peça intermédia dobrada, macrocefálico, entre outros – e é calculada a percentagem de cada tipo. Trata-se de um procedimento demorado e que pode comportar alguns erros.

A morfologia dos SPZ pode ser avaliada usando vários tipos de corantes. Assim, por exemplo, a eosina penetra apenas nos organelos dos SPZ com membranas danificadas. Os corantes fluorescentes, como o iodeto de propídio, atravessam as membranas plasmática e nuclear dos SPZ danificados e coram o núcleo de vermelho. O iodeto de propídio pode ser usado, conjuntamente com o diacetato de carboxifluoresceína ou o SYBR-14, ultrapassando a membrana plasmática intacta dos SPZ metabolicamente competentes.

5. DILUIDORES SEMINAIS

A difusão da IA pode ser aumentada melhorando a eficácia dos diluidores seminais e dos métodos de conservação do sémen. A capacidade fertilizadora do sémen de galo preservado diminui rapidamente. Muitos avicultores inseminam as suas galinhas com sémen não diluído. Na verdade, não é fácil recriar um ambiente *in vitro* adequado à extensão da sobrevivência dos SPZ. Contudo, se for necessário preservar o sémen por um período de tempo superior a 1 hora pós-recolha, há que o diluir com um diluidor adequado. A diluição do sémen comporta várias outras vantagens. Ela maximiza a utilização de doses seminais de qualidade, reduz a relação entre machos e fêmeas e possibilita a disseminação de pequenas quantidades de sémen produzidas por machos melhoradores por um elevado número de fêmeas. Por outro lado, o aumento do volume reduz os efeitos negativos do metabolismo dos SPZ e prolonga a sua viabilidade. Mais, é difícil manusear volumes muito reduzidos de sémen puro e expeli-lo através de um tubo (devido à sua viscosidade natural). Já o sémen diluído é fácil de manusear. Contudo, a diluição do sémen comporta sempre uma redução de 2-3% da taxa de fertilidade.

São vários os diluidores que podem ser usados na preservação (a curto e a longo prazo) de sémen de galo. Eles baseiam-se na composição iónica das secreções do tracto genital do galo. Os primeiros diluidores de sémen usavam apenas soluções salinas (com, por exemplo, cloreto de sódio; NaCl), com o objectivo de reduzir a acidificação do meio causada pelo metabolismo dos SPZ. Os actuais diluidores são mais complexos e contêm vários reguladores osmóticos, fontes de energia, soluções tampão e elementos de protecção microbiológica. O glutamato, o acetato e o citrato são alguns dos constituintes mais utilizados nos meios de diluição do sémen de galo. Na preservação do sémen de

galo, o glutamato parece não ser um substrato oxidativo importante, podendo mesmo ter efeitos deletérios quando os SPZ são armazenados a temperaturas mais elevadas. Estes efeitos não se verificam quando os SPZ são armazenados a temperaturas mais baixas.

Os diluidores seminais devem ser isotônicos. Tanto os diluidores hipertônicos como os hipotônicos reduzem a actividade metabólica dos SPZ e podem perturbar a integridade das suas membranas. A contaminação do sémen com urina e bactérias promove um aumento da pressão osmótica. Uma pressão osmótica de 375 mOsm/kg permite a sobrevivência dos SPZ armazenados por um curto período de tempo. Porém, a osmolaridade recomendada por vários autores é de 220 mOsm/kg, semelhante à osmolaridade natural do sémen de galo. Outros propõem osmolaridades entre 320-450 mOsm/kg. Estas condições de hiposmolaridade resultam na tumescência da cabeça dos SPZ. Neste sentido, alguns autores sugerem que os diluidores seminais sejam isotônicos.

Quando da ejaculação, os SPZ são muito pobres em reservas intracelulares de energia. Eles utilizam naturalmente metabolismos (fundamentalmente, frutose, glicose e ácidos gordos) presentes no plasma seminal. Os nutrientes presentes nos diluidores seminais mantêm a viabilidade *in vitro* dos SPZ, uma vez que preservam a integridade das suas membranas e mantêm a sua motilidade e capacidade fertilizadora. Os diluidores seminais, com o intuito de proteger as membranas espermáticas da acção deletéria dos radicais livres e dos peróxidos, resultantes do metabolismo dos SPZ, devem incorporar antioxidantes como a vitamina E e o selénio.

Os diluidores seminais devem ter um pH próximo do neutro – 6,8-7,4. O pH altera a taxa metabólica e a motilidade dos SPZ. Assim, por exemplo, enquanto um pH reduzido diminui a motilidade espermática, um pH elevado aumenta a taxa metabólica. Os agentes tampão são compostos por uma diluição, na qual é misturado um ácido e a sua base conjugada, de modo a limitar as alterações do pH. Os SPZ do galo toleram variações do pH de 6,0-8,0. *In vitro*, enquanto que um pH baixo reduz a motilidade, a produção de ácido láctico e o consumo de oxigénio por parte dos SPZ, um pH alto eleva a taxa metabólica e a mortalidade espermática.

Quanto mais longo for o período de conservação, mais baixa deve ser a temperatura. Os processos de refrigeração e de congelação do sémen comportam dificuldades acrescidas. Os SPZ são extremamente sensíveis ao stress oxidativo, ou seja, às lesões oxidativas. A peroxidação lipídica desempenha um papel central no processo de envelhecimento dos SPZ, reduzindo o seu período de vida *in vitro* e a sua preservação tendo em vista a IA. Este processo induz alterações estruturais, particularmente na região acrossómica do SPZ, uma rápida e irreversível perda de motilidade, uma modificação profunda do metabolismo e uma elevada taxa de perda (por libertação) de componentes intracelulares.

6. FORMAS DE PRESERVAÇÃO DO SÉMEN

A preservação *in vitro* do sémen deve ser feita muito cuidadosamente, uma vez que qualquer erro de procedimento pode ter consequências exacerbadas quando do seu armazenamento no oviduto da fêmea. Os SPZ previamente armazenados *in vitro* fazem parte da população de células espermáticas que são rapidamente eliminadas do oviduto.

6.1. FRESCO

O sémen fresco é muito utilizado na Produção Avícola devido à facilidade de o recolher e preparar e à presença dos galos dadores próximo das grandes explorações de reprodutoras. A utilização de sémen fresco tem duas etapas: 1) recolha de sémen (e sua eventual diluição) e 2) sua colocação no interior do tracto genital feminino.

O sémen fresco de galo pode ser diluído ou não. Ele não tem de ser diluído se for depositado no tracto genital das galinhas no prazo de 30-45 minutos pós-colheita. Depois disso tem de ser diluído. No prazo uma hora, o sémen de galo não diluído perde gradualmente motilidade e capacidade fertilizadora. O sémen fresco diluído em *Beltsville poultry semen extender* (BPSE) ou em meio essencial mínimo (MEM), mantido a 41°C, atrasa a morte dos SPZ. Desta forma, o sémen diluído facilita o maneio reprodutivo e possibilita a inseminação de galinhas localizadas a alguma distância. Os diluidores seminais facilitam ainda o manuseamento do sémen, ao mesmo tempo que mantêm a sua viabilidade e previnem a sua activação. Por outro lado, a diluição do sémen pode aumentar o número de doses que podem ser preparadas a partir de um único ejaculado.

6.2. REFRIGERADO

O uso de sémen refrigerado, para além do procedimento indicado para o sémen fresco, implica o desenvolvimento de protocolos de refrigeração e de preservação do sémen.

O sémen refrigerado tem de ser diluído. A qualidade do sémen refrigerado depende de vários factores: diluidor e grau de diluição utilizado, curva de refrigeração, temperatura de refrigeração, oxigenação, entre outros. O nível de diluição do sémen condiciona as características dos SPZ, nomeadamente a sua motilidade e capacidade fertilizadora. Empiricamente, a taxa de diluição óptima do sémen de galo varia entre 1/2 e 1/3. Diluições superiores ($> 1/5$) reduz a capacidade de sobrevivência dos SPZ, uma vez que estimula o seu metabolismo e a sua motilidade. Pelo contrário, o sémen pouco diluído ($< 1/1$) não permite que os SPZ sobrevivam às baixas temperaturas. Segundo alguns autores, *in vitro*, os SPZ dos galos são metabolicamente competentes em ambientes aeróbicos e anaeróbicos.

O sémen de galo deve ser refrigerado a temperaturas superiores a 0°C e iguais ou inferiores a 5°C. A essas temperaturas, o metabolismo dos SPZ reduz-se, o que prolonga a sua capacidade fertilizadora, e a proliferação dos microrganismos é limitada. Quando preservado a 4-5°C, o sémen mantém a sua capacidade fertilizadora durante cerca de 6 horas. Sauveur (1988) verificaram que o sémen preservado a 12-15°C, sem oxigenação, conserva o seu poder fecundante durante 6 horas. Brillard (2009) afirmam que a preservação de sémen por períodos de tempo mais longos implica a sua refrigeração a 4-10°C. Mohan et al. (2018) garantem que o sémen de galo refrigerado a 7-8°C mantém o seu poder fecundante durante 24 horas. Donoghue e Wishart (2000) defendem que o sémen deve ser preservado a 2-8°C. Segundo Van Wambeke (1967) e Lake e Ravie (1979), o sémen de galo, diluído a $\frac{1}{2}$ ou $\frac{1}{3}$ e conservado, durante 24 horas, a 5°C, mantém níveis de fertilidade superiores a 90%. De acordo com Getachew (2016), o protocolo de preservação de sémen de galo mais usado implica a sua conservação a -4°C, durante várias horas ou dias. A idade dos galos afecta a sensibilidade dos SPZ ao processo de refrigeração. Esta tende a aumentar com a idade. A curva de refrigeração do sémen de galo deve ser de 0,5-1,0°C/minuto, o que ajuda a prevenir os efeitos adversos do choque térmico.

A preservação *in vitro* dos SPZ produz alterações tipo-capacitação, necessárias à ocorrência da reacção acrossómica.

O sémen de galo preservado, durante 24 horas, a 5°C, pode ser transportado a nível mundial, uma vez que cumpre os regulamentos internacionais de biossegurança.

6.3. CRIOPRESERVADO

Várias técnicas de criopreservação do sémen têm sido estudadas em diferentes espécies de aves domesticadas e não domesticadas. As galinhas foram os primeiros animais inseminados artificialmente com SPZ criopreservados. A difusão desta técnica entre as aves tem sido atrasada por vários problemas técnicos e pela redução marcada da taxa de fertilidade que ela comporta. Ainda assim ela constitui uma excelente ferramenta na limitação da erosão da biodiversidade genética e na preservação de raças em vias de extinção. Presentemente, a rápida degradação dos recursos genéticos das galinhas é uma consequência do desaparecimento progressivo de múltiplas populações de galinhas e da elevada especialização das linhas comerciais.

As causas da diminuição da capacidade fertilizadora dos SPZ criopreservados não são totalmente conhecidas. Sabe-se que a congelação dos SPZ pode resultar na degradação das suas membranas (causada pela formação de cristais de gelo) e em toxicidade (promovida pela concentração intracelular do crioprotector). Nas aves, as membranas dos SPZ são ricas em ácidos gordos polinsaturados, que são altamente susceptíveis à peroxidação lipídica. Na verdade, a criopreservação causa stress oxidativo e consequentemente eleva a oxidação dos componentes celulares e a produção excessiva de espécies reactivas de oxigénio (ROS). Por outro lado, a conservação dos SPZ a temperaturas “infra-fisiológicas” sujeita-os a rápidas transições de fase que podem resultar na alteração da fluidez e da plasticidade das membranas. A fluidez das membranas depende ainda da composição fosfolipídica e da relação entre colesterol e lípidos. A perda de fosfolípidos membranares parece estar associada, pelo menos em parte, à acção de fosfolipases endógenas.

Os SPZ dos galos têm uma cabeça cilíndrica, ligeiramente mais larga do que a cauda ($\approx 0,5 \mu\text{m}$). Um menor volume de citoplasma resulta numa maior dificuldade do trânsito dos crioprotectores através das membranas celulares. Adicionalmente, a cauda é muito comprida – 70-100 μm , cerca de 8 vezes o tamanho da cabeça, o que a torna mais susceptíveis a lesões causadas pela congelação/descongelação. A redução da taxa de fertilidade pode ainda resultar do sistema de transporte e de armazenamento dos SPZ no tracto genital da galinha.

Durante o processo de criopreservação, as membranas plasmáticas são submetidas a stress osmótico específico. No decurso das várias etapas da congelação, as células espermáticas são sujeitas a reduções sucessivas do seu volume (desidratação e acção interna do crioprotector). Por seu turno, durante o processo de descongelação, os SPZ intumescem devido à reidratação e à expulsão do crioprotector do seu interior. Por outro lado, há uma formação transitória de partículas de gelo que induzem tensões muito elevadas dentro das células espermáticas. A membrana nuclear parece resistir bem a este efeito, mas as membranas plasmáticas e as mitocôndrias são muito sensíveis a estas formas de stress físico. Consequentemente, as lesões membranares causadas pelos processos de congelação/descongelação determinam a morte de mais de 50% dos SPZ, porque causam rigidez das membranas, defeitos metabólicos com efeitos sobre a motilidade, redução dos níveis de adenosina trifosfato (ATP) e alterações do glicocálice da membrana plasmática.

Os processos de congelação alteram frequentemente a reacção acrossómica. Todavia, ao contrário do que sucede na refrigeração, a criopreservação parece ter um efeito secundário sobre a capacidade dos SPZ sofrerem reacção acrossómica. De facto, a capacidade dos melhores SPZ sofrerem reacção acrossómica é menos alterada do que é a sua motilidade e viabilidade. Porém, quando ocorre, a alteração da capacidade de sofrer reacção acrossómica é irreversivelmente induzida pelo primeiro contacto com o crioprotector que entra nas células espermáticas.

O crioprotector mais utilizado é o glicerol. Todavia podem ser usados outros crioprotectores – dimetilsulfóxido (DMSO), dimetilacetamida (DMA), etilenoglicol (EG), dimetilformamida, propilenoglicol e N-metilacetamida (NMA). Alguns autores consideram que a utilização destes outros crioprotectores parece ser muito promissora. Outros autores consideram que a criopreservação de sémen diluído com DMSO em pellets é mais eficiente do que a criopreservação de sémen diluído com glicerol em palhinhas de sémen. Pelo contrário, alguns autores afirmam que o DMSO é o crioprotector mais tóxico e o menos eficaz. Estes autores asseguram que o EG é menos eficaz do que o DMA. Curiosamente, eles garantem que o glicerol é o crioprotector menos tóxico e o mais eficaz, apesar de ter efeitos contraceptivos quando colocado na vagina das galinhas.

Na criopreservação com glicerol, os procedimentos laboratoriais tendem a ser trabalhosos, dado que este crioprotector é potencialmente tóxico para as células espermáticas. A descongelação de sémen diluído com glicerol implica a sua remoção pré-IA. Esta remoção pode ser feita por diálise ou diluindo a dose seminal sucessivamente num meio sem glicerol, centrifugando e ressuspensando os SPZ. Ambos os métodos têm desvantagens: a diálise tende a ser demorada e a centrifugação provoca lesões nos SPZ. A remoção do glicerol, porque causa lesões osmóticas e físicas, determina uma redução da capacidade fertilizadora dos SPZ. Outros crioprotectores, como a DMA e a NMA, não implicam a sua separação pré-IA, uma vez que não têm efeitos contraceptivos. Consequentemente, evitam-se as lesões provocadas pela remoção do crioprotector.

O uso combinado de glicerol e de crioprotectores que não entram nas células espermáticas – trehalose e metilcelulose – reduz os danos osmóticos que ocorrem durante o processo de congelação. O primeiro parece melhorar a fertilidade pós-congelação/descongelação e o último, apesar de não afectar a fertilidade pós-descongelação, reduz o efeito contraceptivo do glicerol sobre os SPZ não congelados.

A gema de ovo de galinha tem sido tradicionalmente usada como um aditivo na criopreservação dos SPZ de galo, uma vez que os protege do choque do frio (durante a refrigeração), da congelação e da descongelação. Durante a congelação, ela actua em sinergia com os crioprotectores que entram nas células espermáticas. Contudo, a gema de ovo da galinha reduz a taxa de respiração e a capacidade fertilizadora dos SPZ.

Nas galinhas, os SPZ são armazenados no tracto genital durante alguns dias. Neste sentido, a função do sémen congelado/descongelado deve ser avaliada com base na taxa de fertilidade e no intervalo de tempo em que mantém a sua capacidade fertilizadora. O sémen de galo diluído com NMA e congelado produz taxas de fertilidade muito baixas (< 9,4%) e resulta na redução da duração da sua capacidade fertilizadora, de 14 dias para menos de 6 dias.

O sémen de galo deve ser arrefecido até sensivelmente aos 5°C antes de ser diluído ou de ser equilibrado com a solução crioprotectora. Depois de estabilizar durante 10

minutos, o sêmen diluído pode continuar a ser arrefecido. As curvas de congelação que produzem melhores taxas de fertilidade são de 5, 7 e 10°C/minuto. A descongelação do sêmen diluído de galo deve ser feita mergulhando as doses seminais, depois de as retirar do azoto líquido (-196°C), num banho-maria com álcool a 5°C (temperatura ideal para remover o glicerol). Ele também pode ser descongelado mergulhando-o rapidamente num banho-maria com água a 75°C.

7. DOSES SEMINAIS

Cada dose seminal deve ter um volume inferior a 0,1 ml (0,03-0,05 ml) e uma concentração de 80-100 x 10⁶ SPZ. Contudo, o número de SPZ por dose seminal deve variar em função da temperatura e do tempo de conservação. Quando o sêmen é conservado a baixas temperaturas, durante 6 horas, cada dose seminal deve conter 125-150 x 10⁶ SPZ. A conservação a 2-5°C, durante 24 horas, determina que cada dose seminal deve conter 200-250 x 10⁶ SPZ.

A idade do galo afecta a quantidade e a qualidade dos SPZ produzidos e consequentemente a taxa de fertilidade dos ovos. Nos galos com 47 semanas de idade, a qualidade do sêmen e a viabilidade dos SPZ diminuem. No mesmo sentido, a idade da galinha a inseminar deve ser tida em conta no estabelecimento da concentração espermática das doses seminais. Nas galinhas de idade média (32-35 semanas de idade), doses de 25 x 10⁶ SPZ resultam em elevadas taxas de fertilidade (~ 95%). Nas galinhas mais velhas (45-65 semanas de idade), para obter a mesma taxa de fertilidade pode ser necessário utilizar doses seminais com 250-300 x 10⁶ SPZ. Alguns autores afirmam que as galinhas mais velhas (49-52 semanas de idade) têm de ser inseminadas com mais SPZ do que as galinhas mais novas (28-31 dias de idade).

O número de SPZ viáveis em cada dose seminal deve ser maior quando se insemina sêmen congelado/dcongelado. Vários autores usam doses seminais com 600 x 10⁶ SPZ. Outros utilizam doses seminais de 400 x 10⁶ SPZ. Outros ainda recomendam o uso de doses seminais com 250-500 x 10⁶ SPZ.

A IA deve ser repetida, pelo menos, cada 5-7 dias.

8. TÉCNICA DE INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL

Durante a cópula, o galo deposita normalmente o sêmen pouco profundamente na vagina da galinha. Na IA existem dois métodos para depositar o sêmen no tracto genital das galinhas: inseminação vaginal e inseminação intramagmal. O método mais eficaz passa pela deposição da dose seminal directamente na área vaginal média (2-4 cm), próximo da junção útero-vaginal.

A deposição de sêmen na vagina resulta normalmente em excelentes taxas de fertilidade, dependendo da profundidade a que o sêmen é colocado. Quando colocado próximo da junção útero-vaginal minimizam-se os riscos de expulsão dos SPZ e a erosão da junção útero-vaginal, causadora de futuras situações de subfertilidade ou de esterilidade. De acordo com vários autores, a deposição do sêmen a 3,5 cm de profundidade produz taxas

de fertilidade superiores à da deposição a 0,5 cm. A deposição de sémen a 5-6 cm de profundidade implica a penetração do útero, o que afecta negativamente a saúde da galinha e reduz a taxa de fertilidade.

8.1. INSEMINAÇÃO VAGINAL

Para realizar a inseminação vaginal são necessárias duas pessoas. Esta envolve a aplicação suave de pressão sobre a cavidade abdominal e a exteriorização do orifício vaginal através da cloaca. Se a galinha tiver posto um ovo na meia hora anterior à IA, o tecido conjuntivo em volta da vagina e o músculo liso da parede vaginal apresentam-se flácidos. Nesse momento, a exteriorização da vagina pode induzir um prolapso parcial e a realização de uma inseminação profunda, com a consequente falha, a nível vaginal, do processo de selecção espermática. Estas inseminações profundas resultam em elevadas taxas de mortalidade embrionária, possivelmente associadas à polispermia patológica.

A anatomia da vagina (em S) aumenta a resistência à introdução da cânula de inseminação, independentemente de presença ou ausência da massa do ovo no útero (Figura 9.4). O sémen deve ser depositado 2-4 cm depois de ultrapassar o orifício vaginal, associado à libertação da pressão exercida sobre o abdómen da galinha. As doses seminais devem estar em palhinhas esterilizadas, seringas ou tubos de plástico ou de vidro. Nas grandes explorações comerciais são usados pistoletes (Figura 9.5).

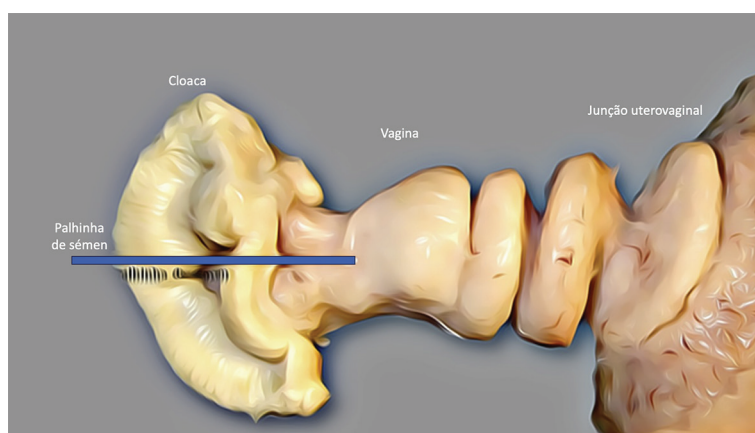


FIGURA 9.4 – Local de deposição do sémen na vagina das aves (Segundo Bakst e Dymond, 2013).

Nas aves, porque os SPZ perdem a sua viabilidade na 1ª hora pós-colheita, as fêmeas devem ser inseminadas rapidamente após a colheita. A galinha é contida dorsalmente contra o corpo do técnico, da mesma forma que é contido o galo. Pressionando firmemente o lado esquerdo causa-se a exteriorização da cloaca e, usando o polegar e o indicativo, expõem-se a vagina. A vagina corresponde à abertura situada no lado esquerdo da cloaca, próxima do ânus. O tubo de inseminação deve ser inserido o mais profundamente possível na vagina e o sémen deve ser libertado ao mesmo tempo que se reduz a pressão exercida sobre o abdómen e sobre a cloaca. A redução desta pressão permite ao sémen penetrar profundamente no tracto genital da galinha.



FIGURA 9.5 – Dispositivos para inseminação artificial de galinhas.

A IA pode ser feita com recurso a uma pipeta automática de 0,025-0,1 ml. Depois de colocados no interior da galinha, os SPZ têm de ultrapassar várias barreiras antes de alcançarem o infundíbulo e fertilizarem o óócito II. O processo de selecção começa logo na vagina. Apenas os SPZ com elevada motilidade (movimento progressivo, em meio viscoso, a 40°C) atravessam a vagina. Aqui, a selecção dos SPZ depende da composição glico-proteica da sua membrana plasmática. Outras barreiras ao transporte dos SPZ até ao infundíbulo incluem o seu armazenamento e libertação a partir das SST, o seu trânsito ao longo do tracto genital feminino e a sua interacção com o óócito II.

A inseminação das galinhas deve começar por ser feita em dois dias consecutivos e posteriormente uma vez por semana. As melhores taxas de fertilidade surgem 2-3 dias após a primeira deposição do sêmen e mantêm-se elevadas nos 7 dias que medeiam entre as inseminações. Vários autores acreditam que a evolução da IA resultará, brevemente, num aumento do intervalo entre inseminações (10-14 dias) e na utilização de doses seminais menos concentradas.

8.2. INSEMINAÇÃO INTRAPERITONEAL

A inseminação intraperitoneal pode ser feita depositando o sêmen no útero, no magno ou até no ovário. A inseminação no ovário tem-se revelado pouco fiável. É usada uma agulha afiada para perfurar a parede abdominal e introduzir a cânula de inseminação. A inseminação intraperitoneal feita por laparotomia resulta frequentemente na suspensão da postura.

8.3. MOMENTO DA INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL

O momento do dia ideal para realizar a IA depende do momento da postura. No período da manhã, a maioria das galinhas possui um ovo no oviduto, o que obstrói o transporte dos SPZ no tracto genital da galinha. Este fenómeno não foi observado por vários autores. Contudo, é frequentemente sugerido que a inseminação não seja feita imediatamente após a postura. Esta ocorre normalmente de manhã ou até meio da tarde. Consequentemente, as inseminações realizadas de manhã ou até meio da tarde resultam em baixas taxas de fertilidade sempre que são realizadas nas primeiras 3 horas pós-postura. Alguns autores recomendam que a IA não seja feita nas 5 horas que precedem ou que se seguem

à postura. Quando realiza neste intervalo de tempo, a IA resulta numa redução da taxa de fertilidade tanto no dia da deposição do sêmen como nos dias seguintes. Vários autores afirmam que as inseminações devem ser feitas no período da tarde ou de noite. Efectivamente, a IA das galinhas (independentemente da sua aptidão) realizada no período da tarde resulta em taxas de fertilidade superiores às realizadas no período da manhã. Os efeitos negativos do momento da IA podem ser mascarados pela colocação de um elevado número de SPZ no tracto genital da galinha.

9. TAXA DE FERTILIDADE

A taxa de fertilidade reflecte a capacidade reprodutiva de machos e de fêmeas, expressa pela sua aptidão em produzir descendência. Um ovo é dito infértil quando não existe qualquer sinal de desenvolvimento embrionário.

Nas galinhas, a fertilidade pós-IA com sêmen fresco ou refrigerado depende da genética, da estação do ano, da alimentação, da idade do galo, do peso do galo, da idade da galinha, da metodologia de recolha da amostra de sêmen, das características quantitativas e qualitativas do sêmen e do momento da cobrição/inseminações, relativamente à postura e ao ciclo ovário.

Nas galinhas inseminadas repetidamente a taxa de fertilidade diminui significativamente. A diminuição da taxa de fertilidade com a idade da galinha parece estar associada à redução da taxa de libertação dos SPZ a partir das SST e não propriamente da capacidade das SST armazenarem SPZ. Por seu turno, a IA realizada poucas horas antes ou depois da postura resulta em subfertilidade. Assim, por exemplo, as galinhas poedeiras inseminadas de manhã apresentam taxas de fertilidade inferiores às das galinhas poedeiras inseminadas no período da tarde. De acordo com diferentes autores, este fenómeno resulta, pelo menos em parte, das contracções ovidutais associadas à postura, que determinam o refluxo de sêmen a partir da vagina.

A taxa de fertilidade pós-IA com sêmen criopreservado é muito variável. Ela depende muito da fertilidade da genética, do indivíduo, da idade, das características quantitativas e qualitativas do sêmen, do crioprotector utilizado, do protocolo de congelação/descongelação, da dose inseminada, da profundidade a que esta é colocada e da frequência das IA.

10. TAXA DE ECLOSÃO

A eclosão corresponde à capacidade do embrião se libertar com sucesso da casca do ovo. Muitos dos factores que influenciam a taxa de fertilidade, influenciam igualmente a taxa de eclosão, incluindo os hormonais, os comportamentais e os de manejo. A taxa de eclosão depende de factores genéticos, da hora do dia em que o ovo foi posto, do tamanho e do peso do ovo, da humidade relativa do ar, do tempo e das condições de armazenamento, do virar dos ovos, da qualidade da casca, entre outros. Adicionalmente, a taxa de eclosão reduz-se com o aumento do intervalo de tempo entre a IA e a fecundação, particularmente na fase final do ciclo produtivo. Ao que tudo indica, esta redução resulta do envelhecimento dos SPZ e consequentemente da diminuição da sua capacidade fertilizadora e do aumento da mortalidade embrionária precoce.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abbass, W., Jabbar, A., Riaz, A., Akram, M. e Ditta, Y.A., 2017. Effect of plumage color and body weight on the semen quality of naked neck chicken. *Journal of World Poultry Research*, **7** (3), 129-133.
- Adedeji, T.A., Amao, S.R., Popoola, A.D. e Ogundipe, R.I., 2015. Fertility, hatchability and eggs quality traits of Nigerian locally adapted chickens in the derived savanna environment of Nigeria. *Journal of Biology, Agriculture and Healthcare*, **5** (17), 36-42.
- Adeoye, G.O., Oleforuh-Okoleh, V.U. e Chukwuemeka, U.M., 2017. Influence of breed type and age on spermatological traits of Nigerian local chickens. *Journal of Tropical Agriculture, Food, Environment and Extension*, **16** (1), 11-16.
- Ajayi, F.O., Agaviezor, B.O. e Ajuogu, P.K., 2011. Semen characteristics of three strains of local cocks in the humid tropical environment of Nigeria. *International Journal of Animal and Veterinary Advances*, **3** (3), 125-127.
- Appleby, M.C., Mench, J.A. e Hughes, B.O., 2004. Poultry behaviour and welfare. CABI Publishing, Wallingford, RU, 276 pp..
- Birkhead, T.R. e Pizzari, T., 2009. Sperm competition and fertilization success. In: *Biology of breeding poultry*, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..
- Bakst, M.R. e Dymond, J.S., 2013. Artificial insemination in poultry. In: *Success in artificial insemination – Quality of semen and diagnostics employed*, A. Lemma (Editor), IntechOpen, <https://www.intechopen.com/books/success-in-artificial-insemination-quality-of-semen-and-diagnostics-employed/artificial-insemination-in-poultry>
- Bakst, M.R., 1993. Future developments in artificial insemination technology. *Journal of Applied Poultry Research*, **2**, 373-377.
- Blanco, J.M., Wildt, D.E., Höfle, U., Voelker, W., e Donoghue, A.M., 2009. Implementing artificial insemination as an effective tool for ex situ conservation of endangered avian species. *Theriogenology*, **71** (1), 200-213.
- Blesbois, E., 2012. Biological features of the avian male gamete and their application to biotechnology of conservation. *Japan Poultry Science*, **49**, 141-149.
- Bootwalla, S.M. e Froman, D.P., 1988. Effect of extender viscosity on the insemination dose for chickens. *Poultry Science*, **67**, 1218-1221.
- Brillard, J.P., 1992. Factors affecting oviductal sperm storage in domestic fowl following artificial insemination. *Animal Reproduction Science*, **27** (2-3), 247-256.
- Brillard, J.P., 1993. Sperm storage and transport following natural mating and artificial insemination. *Poultry Science*, **72**, 923-928.
- Brillard, J.P., 2009. Practical aspects of fertility in poultry. *Avian Biology Research*, **2**, 41-45.
- Brillard, J.P. e McDaniel, G.R., 1986. Influence of spermatozoa numbers and insemination frequency on fertility in dwarf broiler breeder hens. *Poultry Science*, **65**, 2330-2334.
- Chen, C.-F., Shiue, Y.L., Yen, C.-J., Tang, P.-C., Chang, H.-C. e Lee, Y.-P., 2007. Laying traits and underlying transcripts, expressed in the hypothalamus and pituitary gland, that were associated with egg production variability in chickens. *Theriogenology*, **68** (9), 1305-1315.
- Cole, H.H. e Cupps, P.T., 1977. Reproduction in domestic animals. 3ª Edição, Academic Press, Inc., Nova Iorque, EUA, 665 pp..
- Dhama, I.K., Singh, R.P., Karthik, K., Chakraborty, S., Tiwari, R., Wani, M.Y. e Mohan, J., 2014. Artificial insemination in poultry and possible transmission of infectious pathogens: A review. *Asian Journal of Animal and Veterinary Advances*, **9** (4), 211-228.
- Donoghue, A.M. e Wishart, G.J., 2000. Storage of poultry semen. *Animal Reproduction Science*, **62**, 213-232.
- Getachew, T., 2016. A review article of artificial insemination in poultry. *World's Veterinary Journal*, **6** (1), 26-35.
- Giesen, A.F., McDaniel, G.R. e Sexton, T.J., 1980. Effect of time of day of artificial insemination and oviposition-insemination interval on the fertility of broiler breeder hens. *Poultry Science*, **59**, 2544-2549.
- Hafez, B. e Hafez, E.S.E., 2000. Reproduction in farm animals. 7ª Edição, Lippincott Williams and Wilkins, Nova Iorque, EUA, 509 pp..
- Harvey, S., Scanes, C.G. e Phillips, J.G., 1987. Avian reproduction. In: *Fundamentals of comparative vertebrate endocrinology*, I. Chester-Jones, I., P.M. Ingleton e J.G. Phillips (Eds), Springer, Londres, RU, 125-185.
- Hemmings, N., Birkhead, T.R., Brillard, J.P., Froment, P. e Briere, S., 2015. Timing associated with oviductal sperm storage and release after artificial insemination in domestic hens. *Theriogenology*, **83** (7), 1174-1178.
- Johnson, P., 2017. Reprodução das aves domésticas. In: *Dukes fisiologia dos animais domésticos*. W.O. Reece, H.H. Erickson, J.P. Goff e E.E. Uemura (Eds), 13ª Edição, Editora Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, Brasil, 740 pp..
- Kamal, G.A.R., 1958. The collection of cock's semen without milking the copulatory organ. *Poultry Science*, **37** (6), 1382-1385.
- Kono, K. e Hiura, Y., 1983. Semen collection by rectal electroejaculation of the domestic fowl. *Japanese Poultry Science*, **20**, 267-270.
- Lake, P.E. e Ravie, O., 1979. Effect on fertility of storing fowl semen for 24 h at 5°C in fluids of different pH. *Journal of Reproduction and Fertility*, **57**, 149-155.
- Lavor, C.T.D. de e Câmara, S.R., 2012. Biotecnologia do sêmen e inseminação artificial em aves. *Ciência Animal*, **22** (1), 66-81.
- Leeson, S. e Summers, J.D., 2009. Broiler breeder production. Nottingham University Press, Nottingham, RU, 334 pp..
- Leite, M.A.S. e Leal, A.T.M.V., 2012. Coleta de sêmen e inseminação artificial em galinhas. *Boletim Técnico*, nº 71, Universidade de Lavras, Minas Gerais, Brasil, 19 pp..

- Long, J.A., Bongalhardo, D.C., Pelaez, J., Saxena, S., Settar, P., O'Sullivan, N.P. e Fulton, J.E., 2010. Rooster semen cryopreservation: Effect of pedigree line and male age on postthaw sperm function. *Poultry Science*, **89**, 966-973.
- Løvlie, H., 2007. Pre- and post-copulatory sexual selection in the fowl, *Gallus gallus*. Stockholm University, Estocolmo, Suécia, 41 pp.. (Tese de doutoramento)
- Mahanta, J.D., 2020. Artificial insemination in poultry. In: Avian (poultry) production, D. Sapkota, D. Narahari e J.D. Mahanta (Eds), 2ª Edição, New India Publishing Agency, Nova Deli, Índia, 361 pp..
- Mohan, J., Sharma, S.K., Kolluri, G. e Dahma, K., 2018. History of artificial insemination in poultry, its components and significance. *World's Poultry Science Journal*, **74**, 475-488.
- Moultrie, F., 1956. A new technique for the artificial insemination of caged hens. *Poultry Science*, **35** (6), 1230-1234.
- Parker, J.E., 1945. Relation of time of day of artificial insemination to fertility and hatchability of hens' eggs. *Poultry Science*, **24** (4), 314-317.
- Partyka, A., Lukaszewicz, E. e Nizanski, W., 2012. Effect of cryopreservation on sperm parameters, lipid peroxidation and antioxidant enzymes activity in fowl semen. *Theriogenology*, **77** (8), 1497-1504.
- Peláez, J., Bongalhardo, D.C. e Long, J.A., 2011. Characterizing the glycocalyx of poultry spermatozoa: III. Semen cryopreservation methods alter the carbohydrate component of rooster sperm membrane glycoconjugates. *Poultry Science*, **90** (2), 435-443.
- Pérez-Marín, C.C., Arando, A., Mora, C. e Cabello, A., 2019. Fertility after insemination with frozen-thawed sperm using N-methylacetamide extender on the Combatiente Español avian breed. *Animal Reproduction*, **208**, 106-111.
- Pizzari, T. e Birkhead, T.R., 2001. For whom does the hen cackle? The function of postoviposition cackling. *Animal Behaviour*, **61**, 601-607.
- Purdy, P.H., Song, Y., Silversides, F.G. e Blackburn, H.D., 2009. Evaluation of glycerol removal techniques, cryoprotectants, and insemination methods for cryopreserving rooster sperm with implications of regeneration of breed or line or both. *Poultry Science*, **88** (19), 2184-2191.
- Reinhart, B.S. e Fiser, P.S., 1983. Evaluation of artificial insemination techniques on fertility in laying hens. *Poultry Science*, **62**, 2285-2287.
- Rufino, J.P.F., Cruz, F.G.G., Filho, P.A.O., Farias, T.M. e Melo, L.D., 2018. Biotecnologias aplicadas à reprodução de aves. Livro digital, Manaus, Amazônia, Brasil, 123 pp..
- Santiago-Moreno, J., Castaño, C., Toledano-Díaz, A., Coloma, M.A., López-Sebastián, A., Prieto M.T. e Campo, J.L., 2012. Cryoprotective and contraceptive properties of egg yolk as an additive in rooster sperm diluents. *Criobiology*, **65** (3), 230-234.
- Sauveur, B., 1988. Reproduction des volailles et production d'oeufs. Hors Collection, INRA, Paris, França, 476 pp..
- Scanes, C.G., Butler, L.D. e Kidd, M.T., 2020. Reproductive management of poultry. In: Animal agriculture. Sustainability, challenges and innovations, F.W. Bazer, G.C. Lamb e G. Wu (Eds), Elsevier Inc., Amesterdão, Holanda, 516 pp..
- Van Wambeke F., 1967. The storage of fowl spermatozoa. 1. Preliminary results with new diluents. *Journal of Reproduction and Fertility*, **13**, 571-575.
- Wishart, G.J., 2009. Semen quality and semen storage. In: Biology of breeding poultry, P. Hocking (Ed), Poultry Science Symposium Series, volume 29, Carfax Publishing Company, Oxfordshire, RU, 464 pp..



10.

SANIDADE AVÍCOLA

JOSÉ WILTON PINHEIRO JUNIOR¹, HÉLDER QUINTAS², MÉRCIA RODRIGUES BARROS¹

¹ Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Brasil.

² Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal;



As fotografias incluídas neste capítulo pertencem ao acervo do Núcleo de Diagnóstico Avícola da Universidade Federal Fluminense (NUDIAV- UFF) e foram gentilmente cedidas pelas professoras Virginia Léo de Almeida Pereira e Dayse Lima da Costa Abreu. Os autores agradecem à coordenação do NUDIAV- UFF o apoio prestado.

1. BIOSSEGURANÇA NAS EXPLORAÇÕES AVÍCOLAS

Medidas de biossegurança devem ser implementadas para evitar a introdução e disseminação de agentes infecciosos na cadeia produtiva avícola. A biossegurança deve ser reforçada com a adoção e aplicação dos princípios das Boas Práticas Agrícolas e do Sistema de Análise de Perigos e Pontos Críticos de Controle (APPCC) (OIE, 2021). O controle de doenças na avicultura é feito através do uso correto de medidas sanitárias e programas de imunoprofilaxia, que visam prevenir a instalação de doenças nos aviários, protegendo os animais e indiretamente o consumidor, enquanto utilizador final do produto avícola (JAENISCH, 2004).

Biossegurança é a implementação de medidas que reduzem o risco de introdução e disseminação de agentes de doenças. A biossegurança exige a adoção de um conjunto de atitudes e comportamentos das pessoas para reduzir o risco em todas as atividades que envolvam animais domésticos, exóticos cativos e aves selvagens e seus produtos.

Tomando como ponto de partida a definição de biossegurança da Organização de Alimentação e Agricultura das Nações Unidas (FAO) / Organização Mundial de Saúde Animal (OIE) como “a implementação de práticas que criar barreiras para reduzir o risco de introdução e disseminação de agentes de doenças”, enfatiza-se que as pessoas são a chave para a implementação correta, mas que isso deve ser formulado em termos de medidas difíceis de evitar e fáceis de cumprir.

Os três principais elementos da biossegurança são:

- 1) Segregação, a criação e manutenção de barreiras para limitar o potencial de oportunidades para animais infectados e materiais contaminados entrar em um local não infectado. Este passo, devidamente aplicado, evitará a maioria das infecções.
- 2) Materiais de limpeza (por exemplo, veículos, equipamentos) que precisam de entrar (ou sair) de um local devem ser cuidadosamente limpos para remover a sujidade visível. Isso irá remover a maior parte do vírus que está a contaminar os materiais.
- 3) Desinfecção, aplicada corretamente, a desinfecção inativa qualquer vírus presente em materiais que já foram completamente limpos (FAO, 2008).

Alguns pontos que devemos considerar para as medidas de biossegurança ou biosseguridade, serem implementadas em uma criação de aves:

1) Localização do aviário:

De acordo com a OIE (2021) as recomendações para a localização e construção de explorações avícolas e incubadoras, compreendem várias recomendações:

- a) Escolher uma localização geográfica convenientemente isolada. Os fatores que devem ser levados em consideração incluem: a localização de outras explorações de aves e gado, as concentrações de aves selvagens e a distância das estradas utilizadas para o transporte das aves.
- b) Os aviários devem ser projetados e construídos com um sistema de drenagem adequado. A água de escoamento ou águas residuais não tratadas não deve entrar nos habitats de aves aquáticas.
- c) O projeto e construção de aviários e incubadoras (para os quais serão utilizados preferencialmente materiais impermeáveis com superfície lisa) devem permitir a limpeza e desinfecção adequada. A proximidade dos aviários e incubadoras deve ser de betão ou outro material impermeável que facilite a limpeza e desinfecção.
- d) A exploração deve ser cercada por uma cerca de segurança para impedir a entrada de pessoas e animais indesejados.
- e) Na entrada da exploração, uma placa deve indicar que não é possível entrar sem autorização.

Quanto ao isolamento do aviário, é recomendável que as explorações comerciais sejam construídas a pelo menos um quilómetro de distância umas das outras e afastadas de vias utilizadas por veículos que transportem qualquer produto da cadeia produtiva avícola (ANDREATTI FILHO; PATRÍCIO, 2004).

O aviário deve apresentar um bom isolamento para que não haja a entrada de outros animais domésticos ou selvagens, assim reduzindo a possibilidade de aparecimento de doenças. A plantação de árvores não frutíferas é importante para minimizar as forças do vento que vem em direção ao aviário. Para diminuir a incidência dos raios solares, o pavilhão deve ser construído levando em conta o sentido leste-oeste, assim proporcionando um melhor conforto para as aves alojadas (COTTA, 2012).

O reflorestamento com árvores não frutíferas (que serve para não haver atração dos pássaros frugívoros), matas naturais, bem como a presença de elevações topográficas, servem de barreiras sanitárias naturais, que diminuem o risco de contaminação entre as unidades avícolas e o stresse para as aves. Devemos destacar que, dentro da exploração devem ser delimitadas as seguintes áreas, considerando os graus de contaminação: área limpa que abrange corredores de acesso aos núcleos, através dos quais são realizados transportes de ração, aves e equipamentos e área suja compreende a região externa da exploração e acesso de saída dos núcleos, pela qual se procede retirada de camas e aves de cada núcleo (JAENISCH, 1999).

2) Medidas implementadas no aviário:

Na entrada do aviário, deve ser colocado um recipiente com solução desinfetante para que as pessoas desinfetem os calçados (pedilúvios) antes de entrarem e ao saírem do aviário. E onde houver trânsito de veículos que transportam material da exploração, deve existir um rodolúvio, para que haja a desinfecção pévia à entrada de veículos.

O fluxo dentro do aviário deve ser perfeitamente delimitado, adotando um conceito de “áreas limpas” e “áreas sujas”. As entradas dos núcleos devem ser independentes e em cada

uma delas existir uma instalação de apoio central com casa de banho, vestiários, máquina de lavar, escritório, fumigador e uma cozinha. Obrigatoriamente todos os que entrarem no núcleo deverão deixar suas roupas e pertences, e após um banho, vestir as roupas da empresa devidamente lavadas na própria lavanderia do núcleo (MATIAS, 2021). Esse fluxo de áreas e procedimentos de banho e troca de roupa, também deve ser realizado na incubadora.

Roupas descartáveis, protetores de calçado e/ou botas plásticas podem ser utilizados para entrar em pavilhões de aves com ciclo de produção curto, como os frangos de carne, realizando a troca pelo menos dos protetores de calçado ou botas plásticas descartáveis entre as visitas realizadas a diferentes pavilhões.

Uma das práticas que devem ser adotadas para as explorações avícolas comerciais que dificultam a introdução e a disseminação de agentes de doenças, é o telamento lateral, tal como todos os pavilhões de produção possuírem telhados contínuos (i.e., uma barreira natural à prova de entrada de pássaros) (BRASIL, 2009; PERMIN; DETMER, 2007).

Logo que os animais sejam transferidos, a cama e todos os materiais removíveis devem ser retirados. A cama deve ser empilhada no centro do pavilhão, desinfetada e depois transportada, devidamente coberta, para local próprio onde será tratada (ex. compostagem), que deve se situar o mais longe possível dos pavilhões da exploração (BORNE; COMTE, 2003).

Outra opção é a reutilização da cama de frango que consiste na utilização de um substrato para forração do piso do aviário durante vários ciclos de alojamento das aves. Ela tem sido uma importante forma de contornar as dificuldades de disponibilidade de materiais para forrar o piso do aviário. Para que a sua utilização seja viável é necessário que se faça a fermentação da cama a fim de diminuir a carga microbiológica de acordo com as exigências internacionais, otimizando sua utilização, e permitindo o bom desempenho do lote para venda/exportação. Não é recomendável reutilizar a cama quando o lote anterior passou por algum problema sanitário relevante. Nesse caso, a limpeza, a desinfecção do pavilhão, o vazio sanitário e a colocação de cama nova são processos fundamentais antes de alojar novo lote (STAUB et al., 2017).

Desde os anos 70 (século XX), a avicultura tem procurado a otimização e a melhoria da qualidade de seu sistema produtivo, devido à competitividade dos mercados e à exigência dos consumidores. Deste modo, os produtores passaram a conciliar a alta produtividade à preservação ambiental e exigências sanitárias, o que inclui dar um destino adequado a carcaças de aves mortas na exploração, por exemplo num compostor (ANDREATTI FILHO; PATRÍCIO, 2004; PREVIATO, 2009; PREVIATO; BOSSO, 2009). A compostagem é um processo eficiente e o mais indicado para o tratamento rotineiro dos resíduos da produção. O investimento para a construção do compostor é baixo. Este deve ter o piso revestido e ser construído perto do aviário, para evitar grandes deslocamentos de dejetos e de aves mortas (JAENISH et al., 2004).

3) Controle de fluxos: de pessoas, materiais e vetores

É fundamental que o fluxo ou trânsito de veículos, pessoas, equipamentos e materiais num sistema de produção de aves seja feito baseado no conceito de áreas sujas e áreas limpas. O que implica que todas as pessoas, veículos, máquinas e equipamentos que entrem no aviário deverão entrar pela área de apoio central, após seguir todos os procedimentos de banho, troca de roupa, limpeza e/ou desinfecção e dirigir-se a um dos pavilhões ou núcleos de pavilhões de aves através da área limpa. Após a visita estes veículos e pessoas retornariam ao apoio central através da “área suja” (SESTI, 2005).

Contomitantemente, é necessário restringir e monitorizar visitas. Todas as pessoas, veículos, máquinas e equipamentos que entram no aviário, devem passar pela área de apoio central e seguir todos os procedimentos de desinfecção (ARAÚJO; RODRIGUES, 2003). Os uniformes e as roupas de trabalho devem seguir um código de cores para auxiliar no controle da circulação de funcionários entre os aviários ou pavilhões de aves com diferentes faixas etárias (COBB, 2006).

No controle do fluxo de materiais também deve realizar-se o processo de desinfecção. Por exemplo, a fumigação pode ser realizada com a queima de pastilhas e pó, de diferentes composições (DOMINGUES; LANGONI, 2001). O formaldeído tem sido utilizado há anos como fumigante de amplo espectro (COBB, 2006) mas pode ter restrições na sua utilização devido aos malefícios para a saúde a que está associado.

O controle de roedores deve iniciar-se por meio da inspeção da área a ser controlada, com levantamento e anotação da situação encontrada (localização e números de tocas, trilhas, acesso a alimentos, etc.), e identificação da espécie de roedores a serem controlados, pois as diferenças biológicas e de comportamento determinarão as estratégias de controle (GRINGS, 2006).

O besouro *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: Tenebrionidae), conhecido como “cascudinho” no Brasil, é encontrado em grande quantidade em cama de frango. A criação em confinamento proporcionou ao cascudinho um habitat ideal para a sua multiplicação, transformando-o num problema mundial. As formas larvais e adulta mantêm os agentes patogênicos viáveis na sua superfície externa e no seu trato digestivo (PAIVA, 2000). Medidas de controle como o manejo integrado e o uso de produtos químicos, tais como: piretróides (BERNARDI, 2000; GOMES, 2000; HAMM et al., 2006); organofosforados, clorados e carbamatos (MORALES, 1991); lactonas macrocíclicas (MILLER, 1990), ácido bórico (DUFOUR et al, 1992), dentre outros, têm sido os meios mais utilizados pelos produtores para reduzir a população dos besouros (SOUZA et al., 2009).

Todos os produtos de limpeza e desinfecção utilizados na exploração devem estar homologados e devidamente licenciados pela autoridade veterinária legalmente competente. Respeitando-se rigorosamente as normas de aplicação durante todos os procedimentos, incluindo os de limpeza e desinfecção.

4) Limpeza, desinfecção e intervalo, descanso ou vazio sanitário entre ciclos de produção de aves

A limpeza e desinfecção é um conjunto de atividades e técnicas, frequentemente conhecido como “Programa de Limpeza e Desinfecção” que deve ser específico para cada situação ou ambiente (i.e., exploração avícola) (MULLER, 2007).

A higienização das instalações compreende os procedimentos de limpeza e desinfecção, onde associada ao vazio sanitário, é fundamental para minimizar os riscos de infecções, assim como, assegurar a quebra do ciclo de vida de determinados agentes infecciosos (JAENISCH et al., 2004).

A limpeza pode ser subdividida em seca e húmida. A limpeza a seco deve ser realizada logo após a saída do lote, retirando-se os equipamentos e demais utensílios do aviário (JAENISCH et al., 2004), restos de ração dos comedouros, assim como, desmontar e/ou suspender os equipamentos, retirar toda a cama, esvaziar e limpar os silos, varrer o teto, paredes, telas, piso e áreas adjacentes, aplicar lança-chamas sobre o piso e arredores do

aviário, limpar a área externa e realizar o corte da erva ou arbustos (ANDREATTI FILHO; PATRÍCIO, 2004; JAENISCH et al., 2004; PREVIATO, 2009b). Por seu lado, a limpeza húmida deve ser realizada com a lavagem do aviário, estrutura e equipamentos com solução de água sob pressão e detergente (PREVIATO, 2009), com posterior desinfecção.

A desinfecção de ambientes e equipamentos tem como objetivo destruir microorganismos patogénicos, podendo ser utilizados agentes físicos (calor, radiação) e químicos (produtos da química mineral, orgânica sintética e orgânica natural) (JAENISCH et al., 2004). A primeira etapa de um protocolo eficaz de desinfecção envolve uma avaliação rigorosa do problema através de uma auditoria de biossegurança do aviário. Isto inclui a identificação e avaliação do agente infeccioso suspeito, meio de transmissão, áreas potencialmente afetadas e a seleção do desinfetante químico correto (GREZZI, 2007).

O período de vazio sanitário é o tempo compreendido entre a limpeza e desinfecção do aviário e o alojamento do lote seguinte. Complementarmente à limpeza e desinfecção, o vazio das instalações entre lotes, é um fator indispensável para o sucesso dos procedimentos de higienização (JAENISCH et al., 2004).

5) Monitorização sanitária e comunicação

A saúde do aviário deve ser monitorizada de forma contínua através de visitas clínicas e testes diagnósticos laboratoriais (sorologia, isolamento bacteriológico/viológico e exames moleculares). O objetivo de um programa de monitorização é o rápido diagnóstico de problemas na saúde do lote e diminuição dos prejuízos causados pelos efeitos clínicos, bem como diminuição do risco de disseminação de doenças na pirâmide de produção (AMARAL et al., 2014).

Todos os dados da monitorização devem ser arquivados de maneira segura e de fácil consulta. É recomendável que os dados de monitorização de qualquer lote sejam mantidos pelo menos durante dois anos após o final da vida produtiva e abate do lote em questão (BONATTI; MONTEIRO, 2008).

O fluxo de comunicação relativo aos resultados da monitorização dos lotes deve ser um processo permanente, dinâmico e automático entre o médico veterinário e o proprietário do sistema de produção. Nessa comunicação, o técnico deverá passar uma informação previamente analisada e incluir todos os procedimentos a serem realizados em seguida. E quando os resultados estiverem relacionados com a legislação vigente (ex. doença de declaração obrigatória como a gripe aviária ou outra) deveram ser imediatamente comunicados aos órgãos responsáveis, seguindo a cadeia e procedimentos preconizado pela legislação em questão (SESTI, 2005).

6) Qualidade e cuidados com a água, ração e ambiente

A qualidade da água de bebida é importante, não apenas pela sua composição (impacto nos desempenhos zootécnicos em termos de crescimento e qualidade final do produto), mas também, por atuar como possível veículo de microrganismos patogénicos (BORNE; COMTE, 2003).

Por isso, a água deve receber alguns cuidados especiais, além da monitorização da sua potabilidade, já que pode ser uma possível fonte de contaminação (ANDREATTI FILHO; PATRÍCIO, 2004). Incluindo: ser armazenada em uma caixa de água central para posterior distribuição, apresentando-se limpa, fresca e isenta de agentes patogénicos (JAENISCH,

1999) e seguir as especificações da Organização Mundial de Saúde, apresentando-se sem coliformes fecais e com pH entre 6,0 e 8,5 (ANDREATTI FILHO; PATRÍCIO, 2004).

A ração (alimento concentrado) pode ser uma importante fonte de contaminação para as aves, pois agentes patogênicos podem estar presentes em alguns ingredientes, pelo que no momento da mistura irão contaminar a ração e o sistema fabril. A contaminação, também pode ocorrer durante a entrega e no armazenamento da ração (BORNE; COMTE, 2003). Medidas de descontaminação do alimento (ração) devem ser feitas tanto no momento da produção como no manuseio deste no aviário. Tratamentos de calor e o uso de acidificantes são utilizados para esta finalidade (WOERNLE, 1996).

A ração deve ser armazenada em silos próprios, fechados e protegidos da humidade e calor excessivo. É fundamental que o silo e todo o sistema de distribuição de ração limitem ao máximo o contato com moscas, roedores e outras pragas para evitar contaminação da ração. Ter segurança comprovada da origem da matéria-prima empregada nas rações é muito importante, bem como adotar todos os procedimentos para evitar contaminação cruzada na produção da ração e no seu transporte, e armazenar a ração de modo a permitir a manutenção da sua qualidade nutricional e microbiológica (DUARTE et al., 2018).

Relativamente ao ambiente, a biodigestão anaeróbia de dejetos de aves é uma ferramenta importante para reciclagem de resíduos, pois proporciona uma redução nos sólidos totais diminuindo a quantidade de poluentes e microorganismos no solo e na água, produzindo biogás e biofertilizante que pode ser utilizado na propriedade rural. Para isso é necessário saber o tipo de sistema de criação de aves e as características dos dejetos para utilizar o melhor sistema de biodigestão. O biogás produzido a partir da biodigestão da cama de frango pode ser utilizado para o aquecimento dos pintinhos, através de equipamentos onde ocorrerá a queima do biogás e consequente produção de calor, fundamental para sobrevivência nas duas primeiras semanas de vida destes animais. Pode também substituir a energia elétrica, como por exemplo, na iluminação (lâmpadas), no aquecimento da água (para esterilização de equipamentos, lavagem das instalações, chuveiros, etc.), em fogões, na moagem de grãos, etc. (STAUB et al., 2017).

7) Quarentena/medicação e vacinação

Referem-se aos processos responsáveis pelo controle e prevenção de doenças. No caso da avicultura industrial, nas instalações pode ser definida uma estação de quarentena onde um grupo de aves seja mantido em isolamento, sem qualquer contato direto ou indireto com outros animais, para ser observado durante determinado período de tempo e, se assim recomendado tecnicamente, ser submetido à testagem diagnóstica e/ou tratamento (SESTI, 2005).

A medicação em avicultura industrial normalmente é entendida como a terapia antimicrobiana, seja ela, preventiva ou curativa, sendo que o uso responsável e boas práticas de utilização de antimicrobianos incluem um diagnóstico prévio correto, conhecimento das propriedades do fármaco, dose, espectro de ação, interações com outras substâncias e rápida intervenção medicamentosa (ARAÚJO; ALBINO, 2013) e respeito pelo intervalo de segurança, sempre que aplicável.

A vacinação das aves contra diversas doenças é um dos mais importantes aspectos que afetam o desempenho produtivo do aviário. O objetivo da vacinação é reduzir perdas com morbidade, mortalidade e desempenho produtivo, causadas pelas doenças infecciosas.

O programa de vacinação deve ser desenvolvido com base no conhecimento do médico veterinário sobre a saúde da exploração, e na epidemiologia das principais doenças que ocorrem na região onde está localizada (ANDREATTI; PATRÍCIO, 2004; MATEUS; SANTOS, 2011).

A utilização de antibióticos e vacinas só pode ser feita sob prescrição médico-veterinária.

8) A erradicação de doenças

O programa de erradicação ou controle de doença (s) presente(s) nos aviários ou nos sistemas de produção. Nestas situações as normas de monitorização da saúde do aviário (testes diagnósticos a serem utilizados) deverão ser direcionadas para os agentes patogênicos a serem erradicados ou controlados. Além disso, o fluxo de pessoal, veículos e equipamentos, limpeza e desinfecção das instalações deverão ser adaptadas tendo em atenção a epidemiologia e patogenia dos agentes em questão (SESTI, 2000).

9) Auditoria

As auditorias devem ser periódicas, mantendo deste modo, sua efetividade e abrangência. A auditoria de rotina é parte essencial do processo de biossegurança, pois é através destas auditorias que são determinados eventuais pontos críticos, falhas e estabelecidos procedimentos que permitirão adaptações, ajustes e melhorias (AMARAL et al., 2014) num espírito de melhoria constante dos programas implementados.

10) Educação contínua

A educação contínua refere-se à formação permanente e todos os intervenientes envolvidos na produção, desde o mais alto (formações anuais) até o menor nível hierárquico da empresa (formações trimestrais), onde os aspectos abordados na formação devem incluir os conceitos e as filosofias da biossegurança, a importância da biossegurança (saúde animal, saúde pública), os componentes do programa de biossegurança, os procedimentos operacionais, bem como a justificação desses procedimentos, assim como as auditorias internas e externas (ARAÚJO; ALBINO, 2013).

A formação contínua é um requisito fundamental para manter lotes/aviários comerciais controlados ou livres da presença de agentes de doenças de impacto económico na produtividade e/ou perigos para a saúde pública (i.e., zoonoses) (BONATTI; MONTEIRO, 2008).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDREATTI FILHO, R. L.; PATRÍCIO, I. S. Biosseguridade na Granja de Frangos de Corte. In: MENDES, A. A.; NAAS, I. A.; MACARI, M. Produção de Frangos de Corte. 1. ed. Campinas: FACTA, 2004. p. 169-177.

AMARAL, P. F. G. P.; MARTINS, L. A.; OTUTUMI, L. K. BIOSSEGURIDADE NA CRIAÇÃO DE FRANGOS DE CORTE. 2014. Disponível em: <<http://www.conhecer.org.br/enciclo-p/2014a/AGRARIAS/biosseguridade.pdf>>.

ARAÚJO, W. A. G.; ALBINO, L. F. T. Biosseguridade na Produção de Matrizes Pesadas. 2013. Disponível em: <http://www.trnres.com/ebook/uploads/araujo/T_13210036701%20Araujo.pdf>.

ARAÚJO, L.P.S.; RODRIGUES, S.C. Gestão Ambiental no meio rural: um modelo de gestão da atividade avícola em área de reflorestamento. In: Simpósio Regional de Geografia, 2, 2003, Uberlândia. Anais. Uberlândia: Universidade Federal de Uberlândia – Instituto de Geografia, 2003.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e do Abastecimento. Instrução Normativa nº 59 de 02 de dezembro de 2009, que altera a Instrução Normativa nº 56 de 04 de dezembro de 2007. 2009a. Disponível em: <<http://extranet.agricultura.gov.br/sislegisconsulta/consultarLegislacao.do?operacao=visualizar&id=21157>>.

BARRERA, P. Biodigestores: energia, fertilidade e saneamento para a zona rural. São Paulo: Ícone, 1993.

- BERNARDI, P. L. Programa para controle do cascudinho (*Alphitobius diaperinus*). In: Simpósio Brasil Sul de Avicultura. Anais... p.153-157, 2000.
- BONATTI, A. R.; MONTEIRO, M. C. G. B. Biossegurança em Granjas Avícolas de Matrizes. Intellectus, v. 4, n. 5, p. 316-330, 2008.
- BORNE, P. M.; COMTE, S. Vacinas e vacinação na produção avícola. São Paulo: Ceva Sante Animale, 2003. 140 p.
- COBB. Guia de Manejo de Matrizes. Guapiaçu: 2006.
- COTTA, T. Frangos de Corte: Criação, Abate e Comercialização. 2. ed. Viçosa: Aprenda Fácil, 2012. 243 p.
- DOMINGUES, P.F.; LANGONI, H. **Manejo Sanitário Animal**. Rio de Janeiro: EPUB, 2001.
- DUARTE, S. C.; JAENISCH, F. R. F.; HENN, J. D.; FORTES, F. B. B. Boas Práticas de Produção na Postura Comercial. Cartilha Requisitos básicos de biossegurança para granjas de postura comercial. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária Embrapa Suínos e Aves Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. EMBRAPA Suínos e Aves, Concórdia, SC, 2018.
- DUFOUR, L., SANDER, J.E.; WYATT, R.D. et al. Experimental exposure of broiler chickens to boric acid to assess clinical signs and lesion of toxicosis. Avian Diseases, v. 36, n. 4, p. 1007-1011, 1992.
- FAO. FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. FAO ANIMAL PRODUCTION AND HEALTH. BIOSECURITY FOR HIGHLY PATHOGENIC AVIAN INFLUENZA. Issues and Options. FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS, Rome, p. 1-89, 2008.
- GOMES, J. P. C. Controle de *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae) em aviários. In: Simpósio Brasil Sul de Avicultura. Anais... p.143-147, 2000.
- GREZZI, G. Limpeza e desinfecção na avicultura. 2008. Disponível em: < <http://pt.engormix.com/MA-avicultura/saude/artigos/limpeza-desinfeccao-aviculturat100/165p0.htm>>.
- GRINGS, V. H. Controle integrado de ratos. 2006. Disponível em: <http://www.cnpsa.embrapa.br/sgc/sgc_publicacoes/publicacao_c6g65n3m.pdf>.
- HAMM, R. L.; KAUFMAN, P. E.; REASOR, C. A. et al. Resistance to cyfluthrin and tetrachlorvinphos in the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus*, collected from the eastern United States. Pest Management Science, v. 62, n. 7, p. 673-677, 2006. DOI 10.1002/ps.1230
- JAENISCH, F.R.F. Biossegurança em plantéis de matrizes de corte. 2004. Disponível em: <<http://www.bichoonline.com.br/artigos/embrapave0004.htm>>.
- JAENISCH, F. R. F.; COLDEBELLA, A.; MACHADO, H. G. P.; ABREU, P. G.; ABREU, V. M. N.; SANTIAGO, V. Importância da higienização na produção avícola. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2004. (Embrapa Suínos e Aves, Comunicado Técnico, 363). Disponível em:<http://www.cnpsa.embrapa.br/sgc/sgc_publicacoes/cot363.pdf>.
- JAENISCH, F. R. F. Aspectos de biossegurança para plantéis de matrizes de corte. 1999. Disponível em:<http://www.cnpsa.embrapa.br/sgc/sgc_publicacoes/itav011.pdf>.
- MATIAS, L. R. G. Relatório do Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) Realizado na Guaraves Guarabira Aves LTDA, no Município de Guarabira-PB, Brasil. Relato de Caso: Medidas de Biossegurança na Criação de Matrizes Pesadas. 41p., UFRPE, Recife-PE, 2021.
- MATEUS, M. C.; SANTOS, J. M. G. Imunização em frangos de corte. Revista em Agronegócios e Meio Ambiente, v. 4, n. 2, p. 227-246, 2011. DOI: <https://doi.org/10.17765/2176-9168.2011v4n2p25p>
- MILLER, R.W. Use of ivermectin to control the lesser mealworm (Coleoptera: Tenebrionidae) in a simulated poultry broiler house. Poultry Science, v.69, n. 8, p.1281-1284, 1990. DOI 10.3382/ps.0691281
- MULLER, I. A importância da limpeza e desinfecção nas granjas. 2007. Disponível em:<<http://www.portaldoaagro-negocio.com.br/index.php?p=texto&idT=878>>.
- MORALES, A. Control químico del coleóptero *Alphitobius diaperinus* com Malathion, Carbaril y Dipterex e granjas avícolas. Revista Cubana de Ciencia Avícola, v. 18, p. 205-209, 1991.
- OIE. World Organisation for Animal Health. (Código Sanitário para los Animales Terrestres 2021. p. 1-6. M E D I D A S D E B I O S E G U R I D A D A P L I C A B L E S A L A P R O D U C C I Ó N A V Í C O L A.
- PAIVA, D.P. Cascudinhos: biologia. In: SIMPÓSIO BRASIL SUL DE AVICULTURA, 2000, Chapecó-SC. Anais... Chapecó: Núcleo Oeste de Médicos Veterinários, 2000. p.135- 139.
- PERMIN, A.; DETMER, A. Improvement of management and biosecurity practices in smallholder poultry producers 2007. FAO: Husbandry Management Practices and Biosecurity. Disponível em: <http://www.fao.org/docs/eims/upload/228410/biosecurity_en.pdf>.
- PREVIATO, P. F. G. Manual de manejo. Umuarama: Agro Industrial Parati Ltda, 2009. 34 p.
- PREVIATO, P. F. G.; BOSSO, G. C. Manejo correto da compostagem! Umuarama, 2009. Informativo Técnico, 6. ed. Agro Industrial Parati Ltda, 4 p.
- SESTI, L. A.C. Biossegurança em um programa de melhoramento genético de aves. II Simpósio de Sanidade Avícola, p. 1, 2000.
- SESTI, L.A.C. Biossegurança em avicultura: controle integrado de doenças. In: Simpósio Goiano de avicultura, 06, 2004, Goiânia. Anais. Goiânia, GO, 2004.
- SESTI, L. A. C. Biossegurança em granjas de reprodutores. In: MACARI, M.; MENDES, A. A. Manejo de Matrizes de corte. 2. ed. Campinas: Facta, 2005. Cap. 12. p. 243-321.
- SOUZA, L. M.; SILVA, G. S.; BELO, M. A. A.; SOARES, V. E.; COSTA, A. J. CONTROLE DE *Alphitobius diaperinus* (Panzer) (Coleoptera: Tenebrionidae) EM INSTALAÇÕES PARA FRANGOS DE CORTE. Archives of Veterinary Science, v. 14, n. 4, p. 214-220, 2009.
- STAUB, L.; SOUZA, T. V.; TON, A. P. S. Manejos para reutilização da cama aviária. Scientific Electronic Archives, v. 10, n. 5, p. 163-173, 2017.
- WOERNLE, H. Enfermedad del lãs aves, Zaragoza, Acríbia, 1996, p. 89.

2. PRINCIPAIS DOENÇAS EM AVICULTURA

2.1. NEWCASTLE (DN)

A Doença de Newcastle, é uma doença ocasionada por estirpes virulentas do Paramixovírus Aviário Tipo 1 (APMV-1), que também é conhecido como Vírus da Doença de Newcastle (NDV), gênero Orthoavulavirus, pertencente à família Paramyxoviridae (OIE, 2021). A Doença de Newcastle (DNC) é uma doença agressiva para as aves e continua sendo um dos principais problemas para as indústrias avícolas existentes ou em desenvolvimento, assim como para aves de quintal (ALEXANDER, 2000). É uma zoonose e de notificação obrigatória a Organização Mundial de Saúde Animal (OIE).

As estirpes de APMV-1 são divididas em duas classes filogeneticamente (classe I e II), e em genótipos com bases nas diferenças genéticas. Os vírus da classe I possuem menor diversidade genética e geralmente é isolado em aves aquáticas selvagens, com baixa virulência. Os vírus da classe II são fenotipicamente e geneticamente mais diversos e são frequentemente isolados de aves que tiveram contato com pássaros silvestres (spillovers) e possui uma gama mais ampla de virulência (DIMITROV et al., 2016).

As estirpes de APMV-1 produzem uma variedade de resultados patogênicos em aves: Vírus de baixa patogenicidade ou lentogênicos ($ICPI \leq 0,7$), que geralmente ocasionam uma doença subclínica; Vírus de patogenicidade moderada ou mesogênicos ($ICPI$ entre 0,7 a 1,5), responsáveis por sinais clínicos da doença, mas normalmente não ocasionam mortalidade elevada; Vírus de alta patogenicidade ou velógenos ($ICPI > 1,5$) causam doenças mais graves e mortalidade elevada entre as aves infectadas (DIMITROV et al., 2016). Os vírus mais virulentos darão índices que se aproximam da pontuação máxima de 2,0, enquanto as estirpes entéricas lentogênicas e assintomáticas darão valores próximos a 0,0. Qualquer pontuação $\geq 0,7$ é considerada virulenta (OIE, 2021).

A doença de Newcastle (DN) é uma infecção viral que consta na lista da OIE e tem sido notificada por países desenvolvidos e subdesenvolvidos, seja como uma doença endêmica ou epizootica (TOROGHI et al., 2020). Essa doença ocorre nos diferentes continentes, entretanto estimar a prevalência é difícil, visto que muitos países só notificam casos ou surtos em explorações comerciais, enquanto casos em aves de quintal não são notificados ou são ignorados. Além disso, a estimativa de prevalência pode ser prejudicada ou confundida considerando a utilização de vacinas vivas (ALEXANDER, 2000). Em 2020, a DN foi notificada a OIE nos países do continente Africano (Kenya, Lesoto); Americano (Belize, Bolívia, República Dominicana, Estados Unidos da América); Asiático (Israel, Bangladesh, Butão, Paquistão, Arábia Saudita) e Europeu (Rússia, Suécia, Bulgária, Macedônia do Norte, Romênia) (OIE, 2021).

O APMV-1 pode ser transmitido por inalação ou ingestão e as aves eliminam o vírus nas fezes e secreções respiratórias. Além disso, é facilmente transmitido por fômites (CFSPH, 2016). Aves migratórias podem ser responsáveis pela introdução do NDV, mas quase todos os isolados obtidos de aves migratórias são de baixa virulência. No entanto, essas aves possuem um papel significativo para a transmissão do vírus dentro de uma área após a infecção de aves domésticas por NDV (ALEXANDER, 2000). A alta densidade nas explorações facilita a transmissão pelo ar e água, bem como por meio do

movimento veicular e equipamentos compartilhados, suprimentos e pessoal (ABSALÓN et al., 2019).

Propagação secundária do NDV pode ocorrer a partir da movimentação de humanos e equipamentos, visto que os humanos podem carrear o vírus de um local para outro a partir das roupas, calçados, caixas, sacos de alimento, bandejas de ovos e veículos contaminados (ALEXANDER, 2000).

Os sinais clínicos observados em aves infectadas com NDV podem variar consideravelmente a depender de alguns fatores, tais como: patogenicidade do vírus, espécie hospedeira, idade do hospedeiro e estado imunológico, co-infecção. Em alguns casos, a infecção com vírus extremamente patogênicos pode resultar em alta mortalidade com morte súbita, onde as aves apresentam poucos sinais clínicos. Não existem sinais clínicos que podem ser considerados como patognomônicos (ALEXANDER, 2000). Os sinais clínicos de infecção com APMV-1 podem incluir: diminuição da produção de ovos, depressão, diarreia, dificuldade respiratória, sinais neurológicos, torcicolo (Figura 10.1) e morte (DIMITROV et al., 2016).



FIGURA 10.1 – Doença de Newcastle: torcicolo e outros sinais neurológicos (esquerda); elevada mortalidade pode ocorrer com a infecção por algumas estirpes do NDV (direita).

*Fonte: fotos gentilmente cedidas pelo NUDIAV- UFF*4*

As lesões geralmente estão presentes no aparelho respiratório, quando as aves apresentam sinais clínicos respiratórios. Geralmente são lesões hemorrágicas e congestão e a aerossaculite pode ser evidente. A peritonite do ovo é frequentemente vista em galinhas poedeiras infectadas com NDV virulento (ALEXANDER, 2000).

As infecções em humanos não são graves e as pessoas infectadas ficam debilitadas, geralmente, por um ou dois dias. Os principais sintomas relatados em humanos são problemas oculares, geralmente consistindo em vermelhidão uni ou bilateral, lacrimejamento excessivo, edema das pálpebras, conjuntivite e hemorragia subconjuntival. Na maioria dos casos, as infecções oculares são transitórias e a córnea não é afetada. Não há evidências da propagação do APMV-1 entre humanos (OIE, 2021).

Os métodos de diagnóstico podem ser diretos ou indiretos. Os métodos diretos são: isolamento do vírus, Reação em Cadeia da Polimerase (PCR convencional) e sequenciamento genético e Transcrição Reversa da Reação em Cadeia da Polimerase (RT-PCR) (OIE, 2021). O material biológico de eleição para a detecção do vírus é zaragatoas cloacal e traqueal de aves vivas, além disso, podem ser colhidas fezes frescas. No caso de aves

mortas, durante a necropsia, podem ser colhidos fragmentos de pulmões, baço, conteúdo intestinal e tonsilas cecais, fígado, rins, coração e cérebro (CFSPH, 2016).

Os métodos indiretos para detecção de anticorpos preconizados são: Ensaio Imunoenzimático (ELISA) e Inibição da Hemaglutinação (HI) (OIE, 2021). A interpretação dos testes sorológicos deve ser realizada de forma cautelosa, uma vez que, a vacinação ou exposição prévia a outros vírus APMV-1 (estirpes lentogênicas) podem interferir nos resultados dos testes sorológicos (CFSPH, 2016).

Destaca-se que os métodos de diagnóstico podem ser utilizados de forma isolada ou associada e vai depender de cada situação epidemiológica, considerando as particularidades de cada método e sua aplicabilidade.

Como não há tratamento específico para DNC, o controle de surtos deve ser baseado em abate de aves infectadas combinado com medidas de biossegurança rígidas e protocolos de vacinação rigorosos. Além disso, cumprimento estrito de políticas e procedimentos, que incluam manutenção de registros adequados e controle de movimento de pessoas e veículos (ABSALÓN et al., 2019).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABSALÓN, A.E.; CORTÉS-ESPINOSA, D.V. LUCIO, E.; MILLER, P.J.; AFONSO, C.L. Epidemiology, control, and prevention of Newcastle disease in endemic regions: Latin America. **Tropical Animal Health and Production**. v.51, p.1033-1048, 2019.

ALEXANDER, D. J. Newcastle disease and other avian paramyxoviruses. **Revue scientifique et technique**. v. 19, n. 2, p. 443-462. 2000.

CPSH. The Center for Food Security & Public Health. Doença de Newcastle. p.1-11. 2016. Disponível em: <https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pt/newcastle-disease-PT.pdf>

DIMITROV, K. M. RAMEY, A. M.; QIU, X.; BAHL, J.; AFONSO, C. L. Temporal, geographic, and host distribution of avian paramyxovirus 1 (Newcastle disease virus). **Infection, Genetics Evolution**, v. 39, p. 22-34, 2016. DOI 10.1016/j.meegid.2016.01.008.

OIE. World Organisation for Animal Health. **Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals 2021**. Newcastle Disease (Infection with Newcastle disease virus), p. 1-22.

TOROGHI, R.; SALAMATIAN, I.; BASSAMI, M. R.; IRANKHAH, N.; EMARLOO, A.; MAHOUTI, A.; GHAVI, S. Implementation of high-level biosecurity measures can reduce the baseline antibody titers of Newcastle disease in non-integrated layer flocks in northeast Iran. **World's Poultry Science Journal**. v. 76, n. 4, p. 756-766, 2020.

2.2. INFLUENZA AVIÁRIA

A gripe A é causada por vírus específicos que são membros da família *Orthomyxoviridae* e colocado no gênero *Alphainfluenzavirus* (Influenzavirus A ou vírus influenza A) (ICTV, 2019). Os vírus da gripe A são os únicos ortomixovírus conhecidos por afetar naturalmente as aves (SWAYNE; SIMS, 2020).

É conhecido por ser comum em aves e mamíferos, incluindo humanos. As suas estirpes são frequentemente caracterizadas por um padrão de combinação de duas superfícies de proteínas, hemaglutinina (HA) e neuraminidase (NA) (BLAGODATSKI et al., 2021). Todos os 16 subtipos de hemaglutinina, ou HA, foram isolados em aves selvagens juntamente com nove neuraminidasas diferentes (WEBSTER et al., 1992).

Os vírus da gripe aviária (AIVs) são responsáveis por um aumento acentuado no número de surtos desta doença em aves de capoeira e outras aves nos últimos anos (BLAGODATSKI et al., 2021). Receberam atenção significativa da pesquisa devido à ameaça que esses vírus representam para a saúde humana, dos aviários e da vida selvagem (CARON et al., 2014). Quando os IAVs de aves selvagens se espalham, são geralmente de baixa patogenicidade (LP) para galinhas (ALEXANDER, 2000). No entanto, quando H5 e H7 IAV subtipos se disseminam para as aves domésticas, eles têm o potencial de sofrer mutações e se adaptar, e podem emergir como estirpes altamente patogênicas (HP) que podem causar danos significativos na saúde e na economia de humanos, aves e animais selvagem (ALEXANDER et al., 2000; PEIRIS et al., 2007).

Entre os possíveis 144 subtipos de IAV, a maioria foi detectada em aves aquáticas (especialmente patos, gansos e cisnes), o seu hospedeiro natural (SONNBERG et al., 2013). As aves, muitas vezes infectadas subclínicamente, podem liberar IAVs nas suas fezes, e as suas migrações sazonais são responsáveis pela circulação de IAVs em todo o mundo. O vírus pode sobreviver no gelo (por exemplo, nos lagos do norte), o que permite o ressurgimento da gripe na estação seguinte (FRYMUS et al., 2021).

Como o termo geral “gripe aviária de alta patogenicidade” e o termo histórico “peste aviária” se refere à infecção por estirpes de alta patogenicidade do vírus influenza A, é necessário avaliar a patogenicidade de isolados do vírus Influenza A para aves domésticas. Todos de ocorrência natural de estirpes de influenza aviária de alta patogenicidade (HPAI) isoladas até o momento foram H5 ou H7 subtipo, com um subconjunto de isolados H5 ou H7 sendo de baixa patogenicidade (OIE, 2021). É uma zoonose e de notificação obrigatória a Organização Mundial de Saúde Animal (OIE). Sendo importante ressaltar que, as aves migratórias especialmente as aves aquáticas, são um reservatório natural do vírus da gripe aviária (Figura 10.2); elas carregam e trocam diferentes estirpes de vírus ao longo de suas rotas de migração, levando ao drift antigênico e shift antigênico, que resulta no surgimento de novos vírus HPAI. Isso requer monitorização ao longo do tempo e em diferentes locais para permitir a manutenção de conhecimentos relevantes sobre a evolução do vírus da gripe aviária e a prevenção de novos surtos epizooticos e epidêmicos (BLAGODATSKI et al., 2021).



FIGURA 10.2 – As aves aquáticas e migratórias, são um reservatório natural do vírus da gripe aviária. Com ou sem sintomas podem transmitir o vírus, pelo que devem ser tomadas medidas para evitar o seu contacto com as aves domésticas.

A via fecal-oral é a principal via de transmissão do IAV entre aves (WEBSTER et al., 1992). Dependendo da espécie, idade e tipo de ave, características específicas da estirpe viral envolvida e fatores ambientais, a doença é altamente patogénica, em aves totalmente suscetíveis, pode variar de morte súbita sem sinais clínicos evidentes, a uma doença mais característica com apresentações clínicas variáveis, incluindo sinais, tais como descargas oculares e nasais, tosse, espirro e dispneia, inchaço dos seios nasais e/ou cabeça, apatia, vocalização reduzida, redução acentuada na ingestão de alimentos e água, cianose da pele sem penas, crista e barbeta, incoordenação, sinais nervosos e diarreia (SWAYNE et al., 2020). E em aves poedeiras, pode ocorrer queda acentuada na produção de ovos, geralmente acompanhada por um aumento do número de ovos com má qualidade (OIE, 2021). Normalmente, a alta morbilidade é acompanhada por uma alta mortalidade (OIE, 2021).

A infecção natural pelo HPAIV causa lesões multifocais, lesões disseminadas agudas a subagudas, sugestivas de fase virémica resultando em disseminação hematogénica do vírus. Há lesões macroscópicas, consistindo de áreas focais a grandes áreas com necrose, ou necrose e hemorragia no pâncreas, mas nem sempre estão presentes. Bem como, hemorragias e congestão pulmonar são frequentemente observadas (ARTOIS et al., 2009).

O vírus da gripe aviária é conhecido por infectar e proliferar principalmente nas vias respiratórias e trato digestivo (SENDOR et al., 2021). As formas típicas de obter amostras de material biológico contendo o vírus de aves migratórias selvagens são (i) zaragatoas faríngeas, (ii) esfregaços cloacais de aves vivas ou recém-mortas e (iii) colheita de fezes e pellets de aves frescas. Além disso, IAV altamente patogénico também pode ser detectado em múltiplos órgãos ou aves mortas (SUAREZ, 2000). A amostragem fecal permite minimizar os danos à população da ave e possui uma capacidade muito maior do que outros métodos, como a colheita de fezes requer muito menos investimento de tempo do que as zaragatoas (BLAGODATSKI et al., 2021).

As amostras de aves vivas devem incluir zaragatoas orofaríngeas ou traqueais e cloacais, estes últimos devem ser visivelmente revestidos com material fecal (SPACKMAN et al., 2013).

As amostras colhidas de aves mortas devem incluir conteúdo intestinal (fezes) ou zaragatoas cloacais e zaragatoas orofaríngeas ou traqueais. Amostras da traqueia, pulmões,

sacos aéreos, intestino, baço, amígdalas cecais, rim, cérebro, fígado e coração também devem ser colhidas (OIE, 2021).

Os métodos de diagnóstico são direto e indireto. Sendo o direto, relacionado à detecção do agente, como o isolamento viral, detecção de antígeno e Real-Time RT-PCR.

O isolamento em embriões tem sido amplamente substituído para diagnóstico inicial pela detecção direta em amostras, de um ou mais segmentos do genoma da gripe A usando RT-PCR em tempo real ou outro método molecular. Alternativamente, o genoma de subtipos específicos de H e N é identificado usando tecnologias de detecção de RNA com primers e sondas específicas (por exemplo, RT-PCR em tempo real) ou sequenciação e análise filogenética.

E o indireto é utilizado para detectar anticorpos anti-vírus da influenza A que pode ser confirmada por um teste de imunodifusão (AGID), para a subtipagem sorológica do vírus, deve ser realizada a hemaglutinação e testes de inibição da neuraminidase contra uma bateria de anti-soros policlonais ou monoespecíficos para cada um dos 16 subtipos de hemaglutinina (H1-16) e 9 neuraminidase (N1-9) do vírus influenza. E os ensaios de imunoabsorção indireta (ELISA) são amplamente utilizados para detectar anticorpos em qualquer hospedeiro. O teste de inibição da hemaglutinação também é utilizado na sorologia diagnóstica de rotina, mas é possível que a técnica possa deixar passar algumas infecções particulares porque a hemaglutinina é específica do subtipo (OIE, 2021).

A biossegurança tem sido destacada como uma componente chave na prevenção de muitas doenças infecciosas importantes que afetam as aves, como HPAIV (GARBER et al., 2016; GONZALES et al., 2017; GUINAT et al., 2020). Um número de medidas externas de biossegurança (ou seja, projeto de entrada da exploração, fluxo de manejo de aves mortas e descarte de esterco, proteção contra aves selvagens, etc.) são aplicadas para evitar que agentes patogênicos entrem no aviário enquanto as medidas internas de biossegurança (ou seja, limpeza e desinfecção, distinção entre áreas limpas e sujas, etc.) ajudam a reduzir a disseminação de agentes patogênicos dentro da exploração (DELPONT et al., 2021). O controle rigoroso das doenças e a aplicação de medidas de biossegurança para proteção dos aviários são as únicas soluções disponíveis para mitigar tal risco (ARTOIS et al., 2009).

O primeiro uso de vacinação numa erradicação da gripe aviária foi com um programa contra a LPAI. Os programas utilizaram vacinas de emulsão de óleo inativada com os mesmos subtipos de hemaglutinina e neuraminidase que o vírus de campo circulante e aves infectadas foram identificadas pela detecção de vírus ou anticorpos contra o vírus em aves sentinelas não vacinadas (OIE, 2021).

É uma zoonose e de notificação obrigatória a Organização Mundial de Saúde Animal (OIE). E além disso, o potencial zoonótico do vírus levanta preocupações de saúde pública (FOURNIE et al., 2017).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALEXANDER, D. J. A review of avian influenza in different bird species. *Veterinary Microbiology*, v. 74, n. 1-2, p. 3-13, 2000. DOI 10.1016/S0378-1135(00)00160-7
- ARTOIS, M.; BICOUT, D.; DOCTRINAL, D.; FOUCHIER, R.; GAVIER-WIDEN, D.; GLOBIG, A.; HAGEMEIJER, W.; MUNDKUR, T.; MUNSTER, V.; OLSEN, B. Outbreaks of highly pathogenic avian influenza in Europe: the risks associated with wild birds. *Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)*, v. 28, n. 1, p. 69-92, 2009. DOI 10.20506/rst.28.1.1854
- BLAGODATSKI, A.; TRUTNEVA, K.; GLAZOVA, O.; MITYAEVA, O.; SHEVKOVA, L.; KEGELES, E.; ONYANOV, N.; FEDE, K.; MAZNINA, A.; KHAVINA, E.; YEO, SEON-JU.; PARK, H.; VOLCHKOV, P. Avian Influenza in Wild Birds and Poultry: Dissemination Pathways, Monitoring Methods, and Virus Ecology. *Pathogens*, v. 10, n. 5, 630, p. 1-23, 2021. DOI 10.3390/pathogens10050630
- CARON, A.; GROSBOIS, V.; ETTER, E.; GAIDET, N.; DE GARNIE-WICHATITSKY, M. Bridge hosts for avian influenza viruses at the wildlife/domestic interface: An eco-epidemiological framework implemented in Southern Africa. *Preventive veterinary medicine*, v. 17, n. 3-4, p. 590-600, 2014. DOI 10.1016/j.prevetmed.2014.09.014
- DELPONT, M.; GUINAT, C.; GUÉRIN, J. L.; LE LEU, E.; VAILLANCOURT, J. P.; PAUL, M. C. Biosecurity measures in French poultry farms are associated with farm type and location. *Preventive Veterinary Medicine*, 195, 2021. DOI 10.1016/j.prevetmed.2021.105466
- FRYMUS, T.; BELÁK, S.; EGBERINK, H.; HOFMANN-LEHMANN, R.; MARSILIO, F.; ADDIE, D. D.; BOUCRAUT-BARALON, C.; HARTMANN, K.; LLORET, A.; LUTZ, H.; PENNISI, M. G.; THIRY, E.; TRUYEN, U.; TASKER, S.; MÖSTL, K.; HOSIE, M. J. Influenza Virus Infections in Cats. *Viruses*, v. 13, n. 8, p. 1435, p. 1-9, 2021. DOI 10.3390/v13081435
- FOURNIE, G.; HOG, E.; BARNETT, T.; PFEIFFER, D. U.; MANGTANI, P. A systematic review and meta-analysis of practices exposing humans to avian influenza viruses, their prevalence, and rationale. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v. 97, n. 2, p. 376-388, 2017. DOI 10.4269/ajtmh.17-0014
- GARBER, L.; BJORK, K.; PATYK, K.; RAWDON, T.; ANTOGNOLI, M.; DELGADO, A.; AHOLA, S.; MCCLUSKEY, B. Factors associated with highly pathogenic avian influenza H5N2 infection on table-egg layer farms in the Midwestern United States, 2015. *Avian Diseases*, v. 60, n. 2, P. 460-466, 2016. DOI 10.1637/11351-121715-Reg
- GONZALES, J.L., ELBERS, A.R.W., BEERENS, N. Risk factors of primary introduction of highly pathogenic and low pathogenic avian influenza virus into European poultry holdings, considering at least material contaminated by wild birds and contact with wild birds. *EFSA Support. Publ*, v. 14, n. 1282, 2017. DOI: 10.2903/sp.efsa.2017.EN-1282
- GUINAT, C.; COMIN, A.; KRATZER, G.; DURAND, B.; DELESALLE, L.; DELPONT, M.; GUÉRIN, J.-L.; PAUL, M.C. Biosecurity risk factors for highly pathogenic avian influenza (H5N8) virus infection in duck farms, France. *Transboundary and emerging disease*, v. 67, n. 6, p. 2961-2970, 2020. DOI 10.1111/tbed.13672
- HANSBRO, P. M.; WARNER, S.; TRACEY, J. P.; ARZEY, K. E.; SELLECK, P.; O'RILEY, K.; BECKETT, E. L.; BUNN, C.; KIRKLAND, P. D.; VIJAYKRISHNA, D.; BJORN, O.; HURT, A. C. Surveillance and analysis of avian influenza viruses, Australia. *Emerging Infectious Diseases*, v. 16, n. 12, p. 1896-1904, 2010. DOI 10.3201/eid1612.100776
- HINSHAW, V.S.; WEBSTER, R.G.; TURNER, B. The perpetuation of orthomyxoviruses and paramyxoviruses in Canadian waterfowl. *Canadian Journal of Microbiology*, v. 26, n. 5, p. 622-629, 1980. DOI 10.1139/m80-108
- INTERNATIONAL COMMITTEE ON TAXONOMY OF VIRUSES. (2019). *Orthomyxoviridae*. *Virus Taxonomy: 2019 Release*. https://talk.ictvonline.org/ictv-reports/ictv_9th_report/negative-sense-rna-viruses_2011/w/negrna_viruses/209/orthomixoviridae
- OIE. World Organisation for Animal Health. (*Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals* 2021. Avian influenza (including infection with high pathogenicity avian influenza viruses), p. 1-26.
- PEIRIS, J.S.M.; DE JONG, M.D.; GUAN, Y. Avian influenza virus (H5N1): A threat to human health. *Clinical microbiology reviews*, v. 20, n. 2, p. 243-267, 2007. DOI 10.1128/CMR.00037-06
- SUAREZ, D. L. Evolution of avian influenza viruses. *Veterinary Microbiology*, v. 74, n. 1-2, p. 15-27, 2000. DOI 10.1016/S0378-1135(00)00161-9
- SENDOR, A.B.; WEERASURIYA, D.; SAPRA, A. Avian Influenza; StatPearls: Treasure Island, FL, USA, NBK553072; 2021.
- SONNBERG, S.; WEBBY, R.J.; WEBSTER, R.G. Natural history of highly pathogenic avian influenza H5N1. *Virus Research*, v. 178, n. 1, p. 63-77, 2013. DOI 10.1016/j.virusres.2013.05.009
- SWAYNE D. E.; SIMS L. (2020). Avian influenza. In: *Veterinary Vaccines: Principles and Applications*, Metwally S, El Idrissi M., Viljoen G., eds. Wiley, Chichester, United Kingdom, 229-251.
- SWAYNE D. E.; SUAREZ D. L.; SIMS L. D. (2020). INFLUENZA. In: *Diseases of Poultry*, Fourteenth Edition. Swayne D. E.; Boulianne, M.; Logue, C.; McDougald L. R.; Nair, V.; Suarez D. L.; EDS. WILEY PUBLISHING, AMES, IOWA, USA, 210-256.
- WEBSTER, R.G.; BEAN, W.J.; GORMAN, O.T.; CHAMBERS, T.M.; KAWAOKA, Y. Evolution and ecology of influenza A viruses. *Microbiological Reviews*, v. 56, n. 1, p. 152-179, 1992. DOI 10.1128/mr.56.1.152-179.1992

2.3. LARINGOTRAQUEÍTE INFECCIOSA

A laringotraqueíte infecciosa (ILT) é uma doença respiratória viral aguda e contagiosa que afeta galinhas poedeiras e de carne de todas as idades. A doença é causada pelo *Gallid alphaherpesvirus-1* (GaHV-1), um membro do gênero *Iltovirus* da família *Herpesviridae* e subfamília *Alphaherpesvirinae* (ICTV, 2011).

GaHV-1 estabelece latência e infecção ao longo da vida no gânglios do nervo trigêmeo de galinhas (BAGUST, 1986; WILLIAMS et al., 1992). O vírus latente pode ser reativado e transmitido entre aves em situações estressantes (HUGHES et al., 1989), tais como transporte prolongado, manuseio inadequado, muda forçada, alojamento de aves juntas com várias idades diferentes, ou doença intercorrente (DUFOUR-ZAVALA, 2008).

Esta doença está incluída na lista da OIE de notificação obrigatória, de doenças de animais terrestres e aquáticos. Ocasiona lesões graves no trato respiratório e grande perdas econômicas devido à mortalidade, diminuição da produção de ovos, perda de peso e suscetibilidade a infecções com outros agentes patogênicos aviários (GUY; GARCIA, 2008). A doença tem sido relatada em muitos países, em que permanece como uma doença endêmica, especialmente em áreas de produção intensiva de aves, com grande concentração de explorações com aves de várias idades (HIDALGO, 2003; CHACÓN; FERREIRA, 2009).

Este vírus só é transmitido horizontalmente, e infecta principalmente a conjuntiva e a mucosa da traqueia, causando inflamação, secreção serosa ou mucosa, tosse e dispneia, bem como diminuição da produção de ovos e/ou ganho de peso (GUY; GARCÍA, 2008; DEVLIN et al., 2011). A transmissão viral ocorre principalmente por contato direto entre as aves (JOHNSON et al., 2004), a transmissão aérea entre explorações também é muito importante para a propagação do vírus (JOHNSON et al., 2005).

Aves de vida livre, roedores e animais domésticos podem transportar mecanicamente o vírus entre as explorações. Acesso aos aviários por pessoas (funcionários, veterinários e vendedores de suprimentos) está entre as formas mais comuns de transmissão (DUFOUR-ZAVALA, 2008). As principais fontes de transmissão são galinhas clinicamente afetadas, animais portadores latentes, poeira contaminada, besouros, água e fômites (OU et al., 2011).

Há três formas de apresentação da doença ILT:

A forma hiperaguda, que se caracteriza pelo início súbito de rápida disseminação e alta mortalidade que pode ultrapassar 50% (OIE, 2021). As aves afetadas tornam-se letárgicas, muitas vezes exibem conjuntivite moderada a grave com inchaço pálpebras e aumento do lacrimejamento. Às vezes a morte pode ocorrer em aves com boa condição corporal antes do aparecimento de quaisquer sinais clínicos (PREIS et al., 2013).

A forma aguda, em que a dispneia é uma característica frequentemente observada, mas o início não é súbito ou grave. Inicialmente, as aves afetadas tornam-se inativas e exibem anorexia (GUY & BAGUST 2003). A morbidade pode chegar a 100% e a mortalidade varia de 10 a 30%, podendo durar até 15 dias (CREELAN et al., 2006).

E a forma leve ou crônica, que se assemelha a outras doenças infecciosas respiratórias caracterizadas por falta de sensibilidade, tosse, estertores úmidos, cabeça balançando, olhos semicerrados, inchaço dos seios infraorbitais (olhos em forma de amêndoa), queda na produção de ovos (até 10%) e peso corporal reduzido (Ou et al., 2012). A morbidade pode chegar a 5% e a mortalidade geralmente restrito <2% (BAGUST et al., 2000).

As amostras clínicas preferidas para isolamento de ILTV são a conjuntiva, laringe, traqueia, pulmão e seus exsudatos. Entre os diversos materiais clínicos, pulmões, raspados traqueais e exsudatos da traqueia são ideais para isolamento do vírus (TRIPATHY; GARCIA, 1998).

E os métodos de diagnóstico utilizados para o isolamento e detecção do vírus podem ser direto e indireto. Os casos suspeitos são submetidos a diagnóstico laboratorial por métodos convencionais e testes de diagnóstico molecular. Os métodos convencionais incluem histopatologia, isolamento de vírus em ovos embrionados de galinha, cultura de células, imunofluorescência (IF), imunoperoxidase (IP) e sorologia (GUY et al., 1992; GODOY et al., 2013). O ensaio de imunoabsorção enzimático (ELISA) é preferido para a detecção de anticorpos da amostra de campo (KUMAR et al., 2019).

Sendo também utilizadas, várias técnicas de base molecular, como PCR, PCR em tempo real, *nested* PCR, fragmento de restrição polimorfismo de comprimento (RFLP), hibridização *in situ* têm sido aplicados para detectar o ILTV por causa de sua alta sensibilidade, precisão, rapidez, reprodutibilidade e simplicidade (MAHMOUDIAN et al., 2011; ZHAO et al., 2013).

Boas práticas de biossegurança aliadas à vacinação são os métodos práticos para controlar o ILTV na ausência de qualquer tratamento eficaz. No entanto, a doença continua a ser um problema importante nas áreas avícolas (COUTO et al., 2015; CHACÓN et al., 2015; YAN et al., 2016; GOWTHAMAN et al., 2016).

Portanto, a erradicação do ILTV exige uma implementação de programa de controle com o esforço cooperativo de órgãos governamentais, laboratórios, produtores da avicultura, empresas de saúde avícola e veterinários (DUFOR-ZAVALA, 2008). E as medidas de controle devem ser focadas no diagnóstico oportuno, implementação de estrita biossegurança, limpeza e desinfecção, aplicação de tecnologia como sistema de informação geográfica (GIS), vacinação e comunicação entre avicultores e órgãos de controle (MALLINSON et al., 1981; GUY; GARCIA, 2008).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BAGUST, T. J. Laryngotracheitis (Gallid-1) herpesvirus infection in the chicken. Latency establishment by wild and vaccine strains of ILT virus. *Avian Pathology*, v. 15, n. 3, p. 581-595, 1986. DOI 10.1080/03079458608436317
- BAGUST, T.; JONES, R.; GUY, J. S. Avian infectious laryngotracheitis. *Revue scientifique et technique/Office international des épizooties*, v. 19, n. 2, p. 483-492, 2000. DOI 10.20506/rst.19.2.1229.
- CHACON, J. L.; FERREIRA, A. Differentiation of field isolates and vaccine strains of infectious laryngotracheitis virus by DNA sequencing. *Vaccine*, v. 27, n. 48, p. 6731-6738, 2009. DOI:10.1016/j.vaccine.2009.08.083
- CHACON, J.L.; NUNEZ, L. F. N.; VEJARANO, M.P.; PARRA, S. H. S.; ASTOLFI- FERREIRA, C. S.; FERREIRA, A. Persistence and spreading of field and vaccine strains of infectious laryngotracheitis virus (ILTV) in vaccinated and unvaccinated geographic regions, in Brazil. *Tropical Animal Health Production*, v. 47, n. 6, p. 1101-1108, 2015. DOI 10.1007/s11250-015-0834-3
- COUTO, R. D. M.; PREIS, I. S.; BRAGA, J. F. V.; BRASIL, B. S. A. F.; DRUMMOND, M. G.; MARTINS, N. R. D. S.; ECCO, R. Molecular characterization of infectious laryngotracheitis virus in naturally infected egg layer chickens in a multi-age flock in Brazil. *Archives Virology*, v. 160, n. 1, p. 241-252, 2015. DOI 10.1007/s00705-014-2273-2
- CREELAN, J. L.; CALVERT, V. M.; GRAHAM, D. A.; MCCULLOUGH, S. J. Rapid detection and characterization from field cases of infectious laryngotracheitis virus by real-time polymerase chain reaction and restriction fragment length polymorphism. *Avian Pathology*, v. 35, n. 2, p. 173-179, 2006. DOI 10.1080/03079450600598244
- DEVLIN, J. M.; HARTLEY, C. A.; GILKERSON, J. R.; COPPO, M. J. C.; VAZ, P.; NOORMOHAMMADI, A. H.; WELLS, B.; RUBITE, A.; DHAND, N. K.; BROWNING, G. F. Horizontal transmission dynamics of a glycoprotein G deficient candidate vaccine strain of infectious laryngotracheitis virus and the effect of vaccination on transmission of virulent virus. *Vaccine*, v. 29, n. 34, p. 5699-5704, 2011. DOI 10.1016/j.vaccine.2011.06.002.

- DUFOUR-ZAVALA, A. L. Epizootiology of infectious laryngotracheitis and presentation of an industry control program. *Avian Diseases*, v. 52, n. 1, p. 1-7, 2008. DOI 10.1637/8018-051007-Review
- GODOY, A.; ICARD, A.; MARTINEZ, M.; MASHCHENKO, A.; GARCIA, M.; EL-ATTRACHE, J. Detection of infectious laryngotracheitis virus antibodies by glycoprotein-specific ELISAs in chickens vaccinated with viral vector vaccines. *Avian Diseases*, v. 57, n. (2 Supl), p. 432-436, 2013. DOI 10.1637/10345-090312-Reg1.
- GOWTHAMAN, V.; KOUL, M.; KUMAR, S. Avian infectious laryngotracheitis: A neglected poultry health threat in India. *Vaccine*, v. 34, n. 36, p. 4276-4277, 2016. DOI: 10.1016/j.vacina.2016.07.002
- GUY, J. S.; BAGUST, T. 2003. Laryngotracheitis. In: Saif M, Barnes HJ, Glisson JR, Fadly AM, McDougald LR, Swayne D, editors. *Diseases of Poultry* 11th edition. Ames, IA: Iowa State University Press; p. 121-134.
- GUY, J. S.; GARCIA, M. 2008. Laryngotracheitis. In: Saif M, Fadly AM, Glisson JR, McDougald LR, Nolan LK, Swayne D, editors. *Diseases of Poultry* 12th Edition. Ames: Blackwell, p. 137-152.
- GUY, J. S.; BARNES, H. J.; SMITH, L. G. Rapid diagnosis of infectious laryngotracheitis using a monoclonal antibody-based immunoperoxidase procedure. *Avian Pathology*, v. 21, n. 1, p. 77-86, 1992. DOI 10.1080/03079459208418820
- HIDALGO, H. Infectious Laryngotracheitis: A review. *Brazilian Journal of Poultry Science*, v. 5, n. 3, p. 157-168, 2003. DOI 10.1590/S1516-635X2003000300001
- HUGHES, C. S.; GASKELL, R. M.; JONES, R.C.; BRADBURY, J. M.; JORDAN, F.T.. Effects of certain stress factors on the re-excretion of infectious laryngotracheitis virus from latently infected carrier birds. *Res. Vet. Sci*, v. 46, n. 2, p. 274-276, 1989. DOI 10.1016/S0034-5288(18)31158-5
- ICTV 2011. Herpesviridae. ICTV 9th Report, International Committee on Taxonomy of Viruses. Available at <https://talk.ictvonline.org/ictv-reports/ictv_9th_report/dsdna-viruses-2011/w/dsdna_viruses/91/herpesviridae>
- JOHNSON, Y. J.; COLBY, M. M.; TABLANTE, N. L.; HEGNGI, F. N.; SALEM, M.; GEMADU, N.; POPE, C. Application of commercial and backyard poultry geographic clinical infectious laryngotracheitis in a cluster of cases on the Delmarva peninsula. *Int. J. Poultry Sci.* v. 3, n. 3, p. 201-205, 2004. DOI 10.3923/ijps.2004.201.205
- JOHNSON, Y.J.; GEDAMU, N.; COLBY, M. M.; MYINT, M.S.; STEELE, S. E.; SALEM, M.; TABLANTE, N. L. Wind-borne transmission of infectious laryngotracheitis between commercial poultry operations. *International Journal of Poultry Science*, v. 4, n. p. 263-267, 2005. DOI: 10.3923/ijps.2005.263.267
- KUMAR, V.; YADAV, K.; KUMAR, R.; CHAUDHARY, N.; KUMAR, S. Glycoprotein D peptide-based diagnostic approach for the detection of avian infectious laryngotracheitis antibodies. *Avian Pathology*, v. 48, n. 6, p. 602-609, 2019. DOI 10.1080/03079457.2019.1631444
- MAHMOUDIAN, A.; KIRKPATRICK, N. C.; COPPO, M.; LEE, S-W.; DEVLIN, J. M.; MARKHAM, P. F.; BROWNING, G. F.; NOORMOHAMMADI, A. H. Development of a SYBR Green quantitative polymerase chain reaction assay for rapid detection and quantification of infectious laryngotracheitis virus. *Avian Pathology*, v. 40, n. 3, p. 237-242. 2011. DOI 10.1080/03079457.2011.553582.
- MALLINSON, E.T.; MILLER, K. F.; MURPHY, C. D. Cooperative control of infectious laryngotracheitis. *Avian Diseases*, v. 25, n. 3, p. 723-729, 1981.
- OIE. World Organisation for Animal Health. 2021. (Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals 2021). *Avian Infectious Laryngotracheitis*, p. 1-11).
- OU, S. C.; GIAMBRONE, J. J.; MACKLIN, K. S. Infectious laryngotracheitis vaccine virus detection in water lines and effectiveness of sanitizers for inactivating the virus. *Journal of Applied Poultry Research*, v. 20, n. 2, p. 223-230, 2011. DOI:10.3382/japr.2010-00300
- OU, S. C.; GIAMBRONE, J. J.; MACKLIN, M. Detection of infectious laryngotracheitis virus from darkling beetles and their immature stage (lesser mealworms) by quantitative polymerase chain reaction and virus isolation. *Journal Applied Poultry Research*, v. 21, n. 1, p. 33-38, 2012. DOI: 10.3382/jabr.2010-00314
- PREIS, I.; BRAGA, J.; COUTO, R.; BRASIL, S.A.; MARTINS, R.; ECCO, R. Outbreak of infectious laryngotracheitis in large multiage egg layer chicken flocks in Minas Gerais, Brazil. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 33, n. 5, p. 591-596, 2013. DOI 10.1590/S0100-736X2013000500007
- TRIPATHY, D.N.; GARCIA, M. 1998. Infectious laryngotracheitis. In: Swayne E, Glisson JR, Jackwood MW, Pearson JE, Reed WM, editors. *Lab Man Isol Identif Avian Pathog*. 4th ed. Kennett Square, PA: Am Assoc Avian Pathol; p. 94-98.
- WILLIAMS, R.A.; BENNETT, M.; BRADBURY, J. M.; GASKELL, R. M.; JONES, R.C.; JORDAN, F. T. W. 1992. Demonstration of sites of latency of infectious laryngotracheitis virus using the polymerase chain reaction. *Journal General Virology*, v. 73, n. 9, p. 2415-2420. DOI 10.1099/0022-1317-73-9-2415
- YAN, Z.; LI, S.; XIE, Q.; CHEN, F.; BI, Y. Characterization of field strains of infectious laryngotracheitis virus in China by restriction fragment length polymorphism and sequence analysis. *Journal Veterinary Diagnostic Investigation*, v. 28, n. 1, p. 46-49, 2016. DOI 10.1177/1040638715618230.
- ZHAO, Y.; KONG, C.; CUI, X.; CUI, H.; SHI, X.; ZHANG, X.; HU, S.; HAO, L.; WANG, Y. Detection of infectious laryngotracheitis virus by real-time PCR in naturally and experimentally infected chickens. *PloS One*, v. 8, n. 6, e67598. 2013. DOI 10.1371/journal.pone.0067598

2.4. BRONQUITE INFECCIOSA

A bronquite infecciosa aviária (IB) é causada pela gammacoronavirus vírus da bronquite infecciosa (IBV). O vírus é um membro do gênero *Gammacoronavirus*, subfamília Coronavirinae, família *Coronaviridae*, na ordem *Nidovirales*. O vírus causa infecções principalmente em galinhas e é um agente patogênico significativo de aves comerciais de carne e ovos. Não tem relevância zoonótica (OIE, 2018), mas é de notificação obrigatória a Organização Mundial de Saúde Animal (OIE).

O vírus da bronquite infecciosa (IBV) é um agente patogênico respiratório agudo e altamente contagioso em galinhas, é um grande problema econômico em aviários de frangos comerciais com infecção aguda de múltiplos sistemas, especialmente nos sistemas respiratório e urogenital (BHUIYAN et al., 2021).

O vírus possui, a glicoproteína S que contém epítomos específicos para cada um dos diferentes serotipos do VBI e, ainda, sítios envolvidos na adsorção ao receptor celular e entrada do vírus na célula hospedeira, além de induzirem anticorpos neutralizantes (CAVANAGH, 2007). E o gene codificador da glicoproteína S1 é o mais variável e pode apresentar várias mutações que resultam em mudanças correspondentes nas sequências de aminoácidos da proteína S1, podendo acarretar alterações na antigenicidade e no tropismo tecidual das estirpes variantes do VBI. Estas variações podem ocorrer em torno de 2% a 25% na sequência de aminoácidos. Por outro lado, a subunidade S2 é mais conservada (CAVANAGH, 2007; MCKINLEY et al., 2008).

O vírus da bronquite infecciosa (IBV) é prevalente em todos os países com uma avicultura intensa, com a prevalência de infecção aproximando-se de 100% na maioria das localizações. O vírus propaga-se horizontalmente por aerossol (inalação) ou ingestão de fezes, alimentos ou água contaminados (IGNJATOVIC; SAPATS, 2000), contato direto de galinha para galinha e indiretamente por disseminação mecânica (equipamentos contaminados ou materiais de embalagem de ovos, esterco usado como fertilizante, visitas a explorações, etc.) (OIE, 2018).

Dentro desse contexto, tem sido também sugerida a transmissão vertical do vírus, mas ainda não existem fatos comprovados sobre isto.

O local primário de replicação do VBI é o trato respiratório superior, independentemente da estirpe ou do patotipo desse vírus (CAVANAGH; NAQUI, 2003). Dessa forma, é reconhecido que o VBI afeta primariamente o trato respiratório (TR) das aves, sendo esse o principal sítio de replicação viral, embora existam estirpes desse vírus que infectam e causam lesões nos tratos respiratório, reprodutivo, urinário e digestivo, tanto em poedeiras, como em reprodutoras e frangos de carne. E a replicação desse vírus nos tecidos do TR causa necrose de células epiteliais e alterações inflamatórias proeminentes na mucosa e submucosa do TR que resultam em sinais clínicos característicos, como dificuldades para respirar, tosse e descarga nasal (CAVANAGH, 2007; JACKWOOD; DE WIT, 2017).

Estirpes nefropatogênicas do VBI infectam e provocam lesões no sistema urinário manifestada principalmente por lesões como nefrite intersticial, necrose de células epiteliais tubulares e aparecimento de sinais clínicos como diarreia moderada a severa e urolitíase (FERNANDO et. al., 2013; JACKWOOD; DE WIT, 2017).

E em poedeiras, podem ser ainda observados as mesmas lesões macro e microscópicas, bem como os sinais clínicos acima relatados, mas também alterações patológicas e clí-

nicas no sistema reprodutivo, caracterizadas por produção de ovos deformados e com casca fina e porosa, queda na produção de ovos e alterações na qualidade do albúmen e, eventualmente, alguns patotipos do VBI provocam em aves mais jovens lesões nos ovidutos com acúmulo de grande quantidade de fluido, caracterizando o quadro patológico e clínico conhecido como “false layers” (CHOUSALKAR; ROBERTS, 2007; COOK, 2001; DI FÁBIO et al., 2000; JACKWOOD; DE WIT, 2017).

A morbidade da infecção pelo VBI é alta, podendo chegar a 100%, enquanto a mortalidade, via de regra, não é tão elevada, mas, no caso de aves jovens serem afetadas por estirpes nefropatogênicas, a mortalidade pode alcançar 25%. Além disso, a infecção pelo VBI é frequentemente associada com o desenvolvimento de infecções bacterianas secundárias, especialmente no TR, as quais exacerbam as lesões em tecidos do TR (CAVANAGH, 2007; JACKWOOD; DE WIT, 2017).

Amostras adequadas à forma de IB devem ser obtidas assim que houver sinais evidentes de doença clínica. Para doença respiratória aguda, zaragatoas do trato respiratório superior de aves vivas ou tecidos traqueais e pulmonares de aves doentes devem ser colhidos. Entretanto, para as aves com nefrite ou problemas de produção de ovos, as amostras dos rins ou do oviduto, respectivamente, devem ser colhidas. E para outras formas de IB, ou em uma fase mais crônica da infecção, rim, oviduto ou as amígdalas cecais do intestino podem ser melhores fontes de vírus dependendo da patogênese da doença (OIE, 2018).

O *pool* de órgãos deve ser refrigerado mais rapidamente para preservar viabilidade viral para posterior diagnóstico molecular. Se não houver instalação de congelamento ou refrigeração, as amostras devem ser mantidas em glicerina a 50% (BHUIYAN et al., 2021).

Vários métodos de diagnóstico são utilizados, como os ovos embrionados de galinha livres de agentes patogênicos específicos ou culturas de órgãos traqueais de galinha (TOCs) de embriões para o isolamento de vírus. Enquanto que, para a identificação do agente pode ser realizada a reação em cadeia da polimerase com transcriptase reversa (RT-PCR) e está sendo cada vez mais usada para identificar o genótipo de glicoproteína spike (S) de estirpes de campo de IBV. Sendo também utilizado, os testes complementares que incluem microscopia eletrônica, uso de anticorpos monoclonais, vírus neutralização (VN), testes imuno-histoquímicos ou imunofluorescência e testes de imunização-desafio em galinhas. O ensaio imunoenzimático (ELISA) é frequentemente usado para monitorizar as respostas de anticorpos séricos. Os antígenos usados nos *kits* são amplamente reativos entre os serotipos e permitem a monitorização sorológica geral das respostas vacinais e desafios. E também o teste HI é usado para identificar respostas específicas do serotipo à vacinação e desafios especialmente em galinhas jovens em crescimento (OIE, 2018).

O controle e a prevenção da BIG devem ser baseados principalmente na aplicação de medidas preventivas e rigoroso controle sanitário dos aviários (BANDE et al., 2015). E a vacinação é o método mais importante para a prevenção e controle do IBV no campo (BRUN et al., 2008). Não existem políticas apropriadas para controlar ou prevenir infecções por IBV sem vacinação correta, especialmente vacinas vivas atenuadas e mortas fabricadas a partir de estirpes locais ou imunidade serotipo-específica (CAVANAGH, 2007).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BANDE, F.; ARSHAD, S. S.; BEJO, M. H.; MOEINI, H.; OMAR, A. R. Progress and challenges toward the development of vaccines against avian infectious bronchitis. *Journal of Immunology Research*, v. 2015, ID 424860, 2015. DOI 10.1155/2015/424860
- BRUN, A.; ALBINA, E.; BARRET, T.; CHAPMAN, D.A.; CZUB, M.; DIXON, L.K.; KEIL, G.M.; KLONJKOWSKI, B.; LE POTIER, M.F.; LIBEAU, G.; ORTEGO, J.; RICHARDSON, J.; TAKAMATSU, H. H. Antigen delivery systems for veterinary vaccine development. *Viral-Vector based delivery systems. Vaccine*, v. 26, n. 51, p. 6508–6528, 2008. DOI 10.1016/j.vaccine.2008.09.044
- BHUIYAN, MD. S. A.; AMIN, Z.; BAKAR, AG. M. S. A.; SAALLAH, S.; YUSUF, N. H. MD.; SHAARANI, S. MD.; SIDDIQUEE, S. Factor Influences for Diagnosis and Vaccination of Avian Infectious Bronchitis Virus (Gammacoronavirus) in Chickens. *Veterinary Sciences*, v. 8, n. 47, p. 1-25, 2021. DOI 10.3390/vetsci8030047
- CAVANAGH, D.; NAQI, S. A. Infectious bronchitis. In: SAIF Y.M.; BARNES, H.J.; GLISSON, J. R.; FADLY, A. M.; MCDUGALD, L. R.; SWAYNE, D. E. *Diseases of Poultry*, 11 a ed. Ames: Iowa State Press; p. 101-119, 2003.
- CAVANAGH, D. Coronavirus avian infectious bronchitis virus. *Veterinary research*, v. 38, n. 2, p. 281-297, 2007. DOI 10.1051/vetres:2006055.
- CHOUSALKAR, K. K.; ROBERTS, J. R. Ultrastructural study of infectious bronchitis virus infection in infundibulum and magnum of commercial laying hens. *Veterinary Microbiology*, v. 122, n. 3-4, p. 223-236, 2007.
- COOK, J. Coronaviridae. In: JORDAN, F. et al. Protection of chickens against renal damage caused by a nephropathogenic infectious bronchitis virus. *Avian Pathology*, v. 30, n. 4, p. 423-426, 2001.
- DI FÁBIO, J.; ROSSINI, L. I. Bronquite infecciosa das galinhas. In: Berchieri JR. A.; MACARI, M. *Doença das aves*. 1 Ed. Campinas: FACTA, p.293-300, 2000.
- FERNANDO, F. S.; MONTASSIER, M. F. S.; SILVA, K. R.; OKINO, C. H.; OLIVEIRA, E. S.; FERNANDES, C. C.; BANDARRA, M. B.; GONÇALVES, M. C. M.; BORZI, M. M.; DOS SANTOS, R.M.; VASCONCELOS, R. O.; ALESSI, A. C.; MONTASSIE, H. J. Nephritis Associated with a S1 Variant Brazilian Isolate of Infectious Bronchitis Virus and Vaccine Protection Test in Experimentally Infected Chickens. *International Journal of Poultry Science*, v. 12, n. 11, p. 639-646, 2013. DOI 10.3923/ijps.2013.639.646
- HE, K.; LI, M.; WEI, P.; MO, M.L.; WEI, T.C.; LI, K.R. Complete genome sequence of an infectious bronchitis virus chimera between co-circulating heterotypic strains. *Journal of Virology*, v. 86, n. 24, p. 13887-13888, 2012. DOI 10.1128/JVI.02722-12
- IGNJATOVIC, J.; SAPATS, S. Avian infectious bronchitis virus. *Revue scientifique et technique. Office international des épizooties*, v. 19, n. 2, p. 493-508, 2000. DOI 10.20506/rst.19.2.1228.
- IGNJATOVIC, J.; GOULD, G.; SAPATS, S. Isolation of a variant infectious bronchitis virus in Australia that further illustrates diversity among emerging strains. *Archives of Virology*, v. 151, n. 8, p. 1567-1585, 2006. DOI 10.1007/s00705-006-0726-y
- JACKWOOD, M.; De WIT, J. J. Infectious Bronchitis. In G. Swayne, L. R. McDougald, L.K. Nolan, D.L. Suarez, V.L. Nair (Eds.). *Diseases of Poultry* 13th edn (pp. 139-159). Ames, IA: Blackwell Publishing Professional. 2017.
- MCKINLEY, E.T.; JACKWOOD, M.W.; HILT, D.A.; KISSINGER, J.C.; ROBERTSON, J.S.; LEMKE, C.; PATERSON, A.H. Attenuated live vaccine usage affects accurate measures of virus diversity and mutation rates in avian coronavirus infectious bronchitis virus. *Virus Research*, v. 158, n. 1, p. 225-234, 2011. DOI 10.1016/j.virusres.2011.04.006
- MCKINLEY, E. T.; HILT, D. A.; JACKWOOD, M. W. Avian coronavirus infectious bronchitis attenuated live vaccines undergo selection of subpopulations and mutations following vaccination. *Vaccine*, v. 26, n. 10, p. 1274-1284, 2008. DOI 10.1016/j.vaccine.2008.01.006
- OIE. World Organisation for Animal Health. (Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals 2018. Avian infectious bronchitis, p. 796-809.
- BANDE, F.; ARSHAD, S.S.; OMAR, A.R.; BEJO, M.H.; ABUBAKAR, M.S.; ABBA, Y. Pathogenesis and diagnostic approaches of avian infectious bronchitis. *Advances in Virology*, v. 2016, ID 4621659, 11 pages. DOI 10.1155/2016/4621659
- LEE, J.H.; YOUN, H.N.; KWON, J.S.; LEE, Y.J.; KIM, J.H.; LEE, J.B.; PARK, S.Y.; CHOI, S.; SONG, C.S. Characterization of a novel live attenuated infectious bronchitis virus vaccine candidate derived from a Korean nephropathogenic strain. *Vaccine*, v. 28, n. 16, p. 2887-2894, 2010. DOI 10.1016/j.vaccine.2010.01.062

2.5. CORIZA INFECCIOSA

Coriza infecciosa (IC), é uma doença respiratória aguda e grave de galinhas associados a grandes perdas econômicas na produção de aves em todo o mundo, ocasionada por *Avibacterium paragallinarum* (BLAND et al., 2002; UEDA et al., 1982). *A. paragallinarum* é uma bactéria gram-negativa exigente e pertence à família Pasteurellaceae (BLACKALL et al., 1997; BLACKALL et al., 2005). Acredita-se que a cápsula do *Avibacterium paragallinarum* desempenha um papel primordial no processo de virulência e colonização de bactérias dentro das células epiteliais ciliadas de mucosa nasal do hospedeiro (UEDA et al., 1982; NAKAMURA et al., 1993). Isolados de *A. paragallinarum* podem ser serotipados por 2 esquemas inter-relacionados - o esquema de Page que reconhece os serovares A, B e C (Page, 1962) e o esquema de Kume que reconhece 3 sorogrupos (A, B e C) e nove serovares (A-1 a A-4, B-1 e C-1 a C-4) (KUME et al., 1983 ; BLACKALL et al., 1990).

Portanto, é uma das doenças altamente infecciosas e contagiosas do trato respiratório das aves. Emergiu como um dos principais problemas da indústria avícola comercial em todo o mundo devido às enormes perdas econômicas em termos de aumento do número de abates e redução significativa na produção de ovos (10-40%) (ANJANEYA et al., 2014). Acredita-se que *Avibacterium paragallinarum* esteja evoluindo como uma doença re-emergente de aves capoeira (DESHMUKH et al., 2015).



FIGURA 10.3 – Coriza infecciosa: edema da face e inflamação severa dos seios infraorbitários com o olho completamente fechado (esquerda). Estes sintomas estão frequentemente associados a depressão e dificuldade respiratória (centro). Em fases avançadas podem ser encontrados flocos caseosos nos olhos (direita) e/ou ao redor da região das paranasais. Fonte: foto da esquerda gentilmente cedida pelo NUDIAV- UFF*

É uma doença respiratória de ampla ocorrência em frangos que resulta em inflamação aguda no trato respiratório superior, secreção nasal, edema facial e conjuntivite (Figura 10.3). A doença causa retardo de crescimento em frangos de carne e queda de ovos em poedeiras, principalmente em explorações de múltipla idade (BLACKALL; SORIANO-VARGAS, 2020), e rinite, sinusite e anorexia (PAUDEL et al., 2017). E também, edema de barbeta pode ser particularmente evidente em machos, e estertores traqueais podem ser ouvidos quando as aves afetaram o trato respiratório inferior (VARGAS; TERZOLO, 2004).

E tem sido caracterizada como uma doença do trato respiratório superior que afeta aves poedeiras em crescimento (com idade entre 8-12 semanas), com sua crescente capacidade de afetar pintos de carne muito jovens, ou seja, entre 3 até 6 semana(s) de idade. Na fase inicial da infecção, o sinal clínico como descarga(s) seromucosa(s) principalmente

das narinas e olhos, transformando-se posteriormente em flocos caseosos (depósitos exsudativos) ao redor da área das paranasais, bem como dos olhos, o que consequentemente resulta em fechamentos pegajosos dos olhos das aves. As aves morrem com curso crônico na maior parte do tempo, exibem material escamoso semelhante a uma grande massa organizada branca cremosa ou como pedaços brancos de material exsudativo unilateral ou bilateralmente nos seios infra-orbitais/supra-orbitais e é referido como "síndrome da cabeça inchada" (comunicação pessoal) (DESHMUKH et al., 2015).

As aves subclínicas podem ser um reservatório para transmissão via contato direto, transportando gotículas pelo ar ou fômites (BADOUEI et al., 2014; REQUENA et al., 2013). Agentes respiratórios concomitantes, incluindo *Mycoplasma synoviae* (MS), *M. gallisepticum* (MG), *Pasteurella* sp., e vírus da bronquite infecciosa (IBV; espécie coronavírus aviário), bem como fatores de stresse, podem exacerbar a doença (BADOUEI et al., 2014; MORALES-ERASTO et al., 2016).

Os principais reservatórios da bactéria são as aves com infecção crônica e portadores sem sinais (BLACKALL et al., 1990). Surto de coriza infecciosa ocorrem com frequência no outono e inverno (BLACKALL et al., 1997).

A coriza infecciosa geralmente é caracterizada por baixa mortalidade e alta morbidade, mas o impacto da doença torna-se muito maior quando outros agentes patogênicos estão envolvidos como coinfeções por *Gallibacterium anatis* (PAUDEL et al., 2017).

O diagnóstico presuntivo de CI é baseado na história de uma rápida disseminação da doença e dos sinais clínicos, que é ainda confirmado pelo isolamento do organismo e caracterização bioquímica (BLACKALL; MATSUMATO, 2003).

Recomenda-se, a utilização de três ou cinco aves, ou cabeças refrigeradas, com sinais agudos de coriza, e o procedimento de colheita de material biológico deve ser realizado com estrita esterilidade em laboratório de diagnóstico.

Os métodos de diagnóstico direto consistem em isolamento bacteriológico, onde são utilizados meios de cultura seletivos com antibióticos e incubação em condições de microaerofilia, e a identificação deve ser realizada por meio de provas bioquímicas e enzimáticas (VARGAS; TERZOLO, 2004). E o teste de reação em cadeia da polimerase (PCR) específico para a bactéria foi desenvolvido por Chen et al. (1996), este teste é rápido e os resultados são obtidos em aproximadamente 6 horas. Além disso, pode identificar isolados dependentes e independentes de NAD (MIFLIN et al., 1999).

Enquanto os métodos de diagnóstico indireto estão relacionados com a identificação sorológica; vários testes têm sido descritos para a detecção de anticorpos e dentre estes se destaca o ELISA (MIAO et al., 2000), sendo o teste de inibição da hemaglutinação é o mais utilizado (SORIANO et al., 2001).

Estão disponíveis vacinas vivas e mortas associadas a adjuvantes e utilizadas contra a doença. Apesar de ter um grande sucesso para reduzir a doença por meio de práticas de vacinação, as atuais vacinas em muitos lugares não são totalmente competentes para conferir proteção contra a doença. Mesmo seguindo fortes medidas vacinais/profiláticas, o microorganismo causador ainda adquirir superlativa vantagem, de ultrapassar mecanismos de vigilância imunológica do hospedeiro, adquiridos por meio de componentes vacinais existentes, além de violar a imunidade constitutiva do hospedeiro (DESHMUKH et al., 2015).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANJANEYA, S. D.; SINGH, K.; DHAMA, M. Y.; WANI, V.; GOWTHAMAN, V.; CHAWAK, M. M. Molecular Characterization of *Avibacterium paragallinarum* isolated from Poultry flocks of India. *Asian Journal of Animal and Veterinary Advances*, v. 9, n. 7, p. 440-451, 2014. DOI 10.3923/ajava.2014.440.451
- BADOUEI, M. A.; SADRADEH, A.; AZAD, N.; BLACKALL, P.; MADADGAR, O.; CHARKHKAR, S. Isolation and molecular identification of *Avibacterium paragallinarum* in suspected cases of infectious coryza. *Turkish Journal of Veterinary Animal Sciences*, v. 38, p. 46-49, 2014. DOI 10.3906/vet-1301-62
- BLACKALL, P. J.; SORIANO-VARGAS, E. 2020. Infectious coryza and related bacterial infections. Pages 890-906 in *Diseases of Poultry*. D. E. Swayne, M. Boulianne, C. M. Logue, L. R. McDougald, V. L. Nair, and D. L. Suarez, eds. 14th ed. Wiley-Blackwell, Ames, IA.
- BLACKALL, P. J., L. E. EAVES, AND D. G. ROGERS. Proposal of a new serovar and altered nomenclature for *Haemophilus paragallinarum* in the Kume hemagglutinin scheme. *Journal Clinical Microbiology*, v. 28, n. 6, p. 1185-1187, 1990.
- BLACKALL, P. J.; MATSUMOTO, M.; YAMAMOTO, R. Infectious coryza. In: Calnek B.W, editor. *Diseases of Poultry*. 10th ed. Ames: Iowa State University Press; 1997. p. 179-190.
- BLACKALL, P. J.; MATSU.MATO, M. INFECTIOUS CORYZA. In: *Diseases of Poultry*, Saif Y.M, Barnes JR, Glisson A.M, Fadly L.R, McDougald, Swayne D.A. (Eds). 11th Edn., Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA., p. 691-703. 2003.
- BLACKALL, P. J, CHRISTENSEN, H.; BECKENHAM, T.; BLACKALL, L. L.; BISGAARD, M. Reclassification of *Pasteurella gallinarum* (*Haemophilus*) *paragallinarum*, *Pasteurella avium* and *Pasteurella volantium* as *Avibacterium gallinarum* gen.nov, comb. nov., *Avibacterium paragallinarum* comb. nov. *Avibacterium avium* comb. nov. and *Avibacterium volantium* comb. nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, v. 55, n. 1, p. 353-362, 2005. DOI 10.1099/ijs.0.63357-0
- BLACKALL PJ, MORROW CJ, MCINNES A, EAVES LE, ROGERS DG. Epidemiologic studies on infectious coryza outbreaks in Northern New South Wales, Australia, Using serotyping, biotyping and chromosomal DNA restriction endonuclease analysis. *Avian Diseases*, v. 34, p. 267-276, 1990.
- BLAND MP, BRICKFORD AA, CHARLTON BR et al. Case report: a severe infectious coryza infection in a multi-age layer complex in central California. 51st Western Poultry Diseases Conference/XXVII Convencion annual ANECA. Puerto Vallarta, Mexico; 2002;56-57.
- CHEN, X.; MIFLIN, J. K.; ZHANG, P.; BLACKALL, P. J. Development and application of DNA probes and PCR tests for *Haemophilus paragallinarum*. *Avian Diseases*, v. 40, p. 398-407, 1996.
- DESHMUKH, S.; BANGA, H. S.; SODHI, S.; BRAR, R. S. An update on avian infectious coryza: its re-emerging trends on epidemiology, etiologic characterization, diagnostics, therapeutic and prophylactic advancements. *Journal of Dairy, Veterinary & Animal Research*. v. 2, n. 3, p. 86-92, 2015. DOI 10.15406/jdvar.2015.02.00037
- KUME, K., A. SAWATA, T. NAKAI, AND M. MATSUMOTO. Serological classification of *Haemophilus paragallinarum* with a hemagglutinin system. *Journal of Clinical Microbiology*, v. 17, n. 6, p. 958-964. 1983.
- MIAO D, ZHANG P, GONG Y, YAMAGUCHI T, IRITANI Y, BLACKALL PJ. The development and application of a blocking ELISA kit for the diagnosis of infectious coryza. *Avian Pathology*, v. 29, n. 3, p. 219-225, 2000. DOI 10.1080/03079450050045477
- MIFLIN, J.K.; CHEN, X.; BRAGG, R.R.; WELGEMOED, J. M.; GREILING, J.; HORNER, R.; BLACKALL, P. J. Confirmation that PCR can be used to identify NAD-dependent and NAD-independent *Haemophilus paragallinarum* isolates. *Onderstepoort Journal of veterinary Research..* v. 66, n. 1, p. 55-57. 1999.
- MORALES-ERASTO, V.; FALCONI-AGAPITO, F.; LUNA-GALAZ, G. A.; SARAVIA, L. E.; MONTALVAN-AVALOS, A.; SORIANO-VARGAS, E. E.; FERNÁNDEZ-DÍAZ, M. Coinfection of *Avibacterium paragallinarum* and *Ornithobacterium rhinotracheale* in chickens from Peru. *Avian Diseases*, v. 60, n. 1, p. 75-78, 2016. DOI 10.1637/11265-082015-ResNote.1
- NAKAMURA, K.; HOSOE, T.; SHIRAI, J.; SAWATA, A.; TANIMURA, N.; MAEDA, M. Lesions and immunoperoxidase localisation of *Haemophilus paragallinarum* in chickens with infectious coryza. *Veterinary Record*, v. 132, n. 32, p. 557-558, 1993. DOI 10.1136/vr.132.22.557.
- PAUDEL, S.; HESS, M.; HESS, C. Coinfection of *Avibacterium paragallinarum* and *Gallibacterium anatis* in specific-pathogenfree chickens complicates clinical signs of infectious coryza, which can be prevented by vaccination. *Avian Diseases*, v. 61, n. 1, p. 55-63, 2017. DOI:10.1637/11481-081016-Reg
- REQUENA, D.; CHUMBEE, A.; TORRES, M.; ALZAMORA, O.; RAMÍREZ, M.; VALDIVIA-OLARTE H.; GUTIERREZ, A.H. et al. Genome sequence and comparative analysis of *Avibacterium paragallinarum*. *Bioinformation*, v. 9, p. 528-536, 2013. DOI 10.6026/97320630009528
- SORIANO, V.E.; FERNÁNDEZ, R. P.; GARCÍA-DELGADO, G.A.; OCHOA, G. P. Evaluación de dos protocolos de bacterinización de gallinas de postura mediante detección de anticuerpos inhibidores de la hemoaglutinación y protección ante un desafío controlado con *Haemophilus paragallinarum*. *Veterinaria Mexico*, v. 32, n. 2, p. 145-148, 2001.
- UEDA S, NAGASAWA Y, SUZUKI T, AJIMA, M. T. Adhesion of *Haemophilus paragallinarum* to cultured chicken cells. *Microbiology and Immunology*, v. 26, n. 11, p. 1007-1016. DOI 10.1111/j.1348-0421.1982.tb00250.x
- VARGAS, E. S.; TERZOLO, H. R. Epizootiología, prevención y control de la coriza infecciosa. *Epizootiology, prevention and control of infectious coryza*. *Veterinaria Mexico*, v. 35, n. 3, p. 261-279, 2004.

2.6. MICOPLASMOSE

A micoplasmose aviária é causada por vários micoplasmas patogênicos, dos quais *Mycoplasma gallisepticum* (MG) e *Mycoplasma synoviae* (MS) são os mais importantes agentes patogênicos respiratório que causam doenças em galinhas e perus; e são listados pela Organização Mundial de Saúde Animal (OIE). *Mycoplasma gallisepticum* (MG) e *M. synoviae* (MS) pertencem à classe Mollicutes, ordem Mycoplasmatales, família Mycoplasmataceae. Deve-se enfatizar, no entanto, que *M. meleagridis* e *M. iowae* também podem causar doenças em aves, mas MG e MS são considerados os mais importantes dos micoplasmas patogênicos, e ambos ocorrem em todo o mundo (OIE, 2018).

Esses microrganismos têm predileção pelas membranas mucosas e serosas das aves, provocando problemas respiratórios, articulares e urogenitais. A Doença Respiratória Crônica (DCR) das galinhas causada por MG, a sinusite infecciosa dos Perus causada por MS, e a sinovite infecciosa e aerossaculite das aves causada por MG e MS, são as formas clássicas da infecção (NASCIMENTO et al., 2009).

É uma doença infecciosa de aves, que tem importância econômica e é frequentemente relatada e distribuída em todo o mundo (ZHANG et al., 2015; UMAR et al., 2017). As aves silvestres são pouco susceptíveis a contrair a doença e podem atuar como reservatórios ou transmissores das micoplasmoses entre as explorações, através do contato direto com as aves de produção ou com a água e/ou alimentos. A disseminação horizontal do agente é em geral muito rápida entre as aves de um mesmo pavilhão alcançando 100% das mesmas em poucas semanas (CERDÁ, 2007).

A transmissão dos micoplasmas pode ocorrer horizontalmente por aerossóis, durante o acasalamento ou inseminação artificial, por contato direto com outras aves ou contato indireto por intermédio de pessoas, animais, ração, água e equipamentos, ou ainda, pelo ovo, caracterizando a transmissão vertical (KLEVEN, 2003; NASCIMENTO; PEREIRA, 2009). Portanto, a transmissão vertical em aves comerciais é uma das principais razões pela dificuldade em controlar e erradicar a doença. Normalmente as aves infectadas e em estado agudo, transmitem à sua progênie uma alta concentração de micoplasmas, e a taxa de transmissão pode variar entre 10 a 40% (CERDÁ, 2007).

MG é a espécie que causa maior impacto econômico em função das perdas decorrentes da doença crônica respiratória (DCR). As principais formas de manifestação clínica em galinhas poedeiras, frangos de carne, perus, codornas e outras aves domésticas são aerossaculite e sinusite. A mortalidade em frangos de carne causada por MG pode chegar a 30% em aves jovens susceptíveis, causadas por estirpes virulentas ou se o ambiente favorecer a exacerbação dos sinais (METTIFOGO; BUIM, 2009).

As lesões e os sinais clínicos são confinados principalmente ao trato respiratório, podendo-se observar espirros, tosse, estertores, corrimento nasal, inchaço e edema de face, lacrimejamento, blefarite, conjuntivite e queda nos índices zootécnicos em aves de postura, ou até lesões mais graves, como traqueíte, bronquite, pneumonia e aerossaculite (NASCIMENTO & PEREIRA, 2009; NOEL-FERGUSON, 2013), bem como, retardo no crescimento, lotes desuniformes, queda na produção de ovos e mortalidade (NASCIMENTO & PEREIRA, 2009). A associação de outros agentes patogênicos, como *Escherichia coli*, com infecção por micoplasma é muito comum (KLEVEN, 1998).



FIGURA 10.4 – Micoplasmose aviária: conjuntivite com lacrimejamento e inflamação dos seios infraorbitários. Dispneia, anorexia e perdas na produção de ovos, podendo ocorrer mortalidade até 30%, são outros sintomas comuns. Fonte: fotos gentilmente cedidas pelo NUDIAV- UFF*

Existem duas formas de doença clínica por MS: a forma articular e a respiratória, as quais podem ser agudas, mas normalmente são crônicas. Na forma articular/sinovite nota-se o mesmo tipo de sinais clínicos em galinhas e perus, depressão, fraqueza, penas arrepiadas, retardo no crescimento, anemia (face e barbela pálidos) e edema das articulações, principalmente a tíbio-tarsial (KLEVEN, 2003).

As amostras colhidas são de: aves vivas, carcaças frescas ou carcaças de aves congeladas. De aves vivas, podem ser colhidas zaragatoas da fenda coanal, orofaringe, esôfago, traqueia, olhos, cloaca e falo. No caso de aves mortas, as amostras podem ser colhidas da cavidade nasal, seio infraorbitário, traqueia ou sacos aéreos. Os exsudatos podem ser aspirados dos seios infraorbitários e das cavidades articulares. E também podem ser colhidas de embriões mortos na casca ou galinhas ou peruzinhos que quebraram a casca, mas não eclodiram. As amostras podem ser retiradas da superfície interna da membrana vitelina e da orofaringe e sacos aéreos do embrião (OIE, 2018).

O diagnóstico da infecção por micoplasmas pode ser realizado pela associação entre a análise dos dados zootécnicos, a observação dos sinais clínicos e das lesões anatomo-patológicas e, etiologicamente, por meio de testes sorológicos, isolamento e técnicas biomoleculares, como a técnica de reação da polimerase em cadeia (PCR) (UMAR et al., 2017; NASCIMENTO; PEREIRA, 2009).

A identificação de MG e MS pode ser realizada por métodos imunológicos após isolamento em meio micoplasmático ou pela detecção de seu DNA em amostras de campo ou culturas. E vários testes sorológicos são usados para detectar anticorpos MG ou MS, mas devido a variações na especificidade e sensibilidade, eles são recomendados para triagem de lotes e não para testes de indivíduos. Os mais frequentemente usados são o teste de soroaglutinação rápida (RSA), o ensaio imunoenzimático (ELISA) e o teste de inibição da hemaglutinação (HI) (OIE, 2018).

Medidas de prevenção e controle para verificar as infecções por micoplasma na criação incluem principalmente biossegurança, práticas de manejo, tratamento e vacinação (YADAV et al., 2021). E um consistente sistema de monitorização é essencial para a prevenção

de infecção por micoplasmas para implementação do controle da infecção micoplásmica, assim como de outras doenças aviárias importantes, programas voluntários para criadores de aves reprodutoras têm sido desenvolvidos por órgãos governamentais em parceria com a iniciativa privada, a exemplo do “National Poultry Improvement Plan” – NPIP nos EUA e do Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA) (BRASIL, 1994).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BRASIL, Ministério da Agricultura, Secretaria da Defesa Agropecuária, Departamento de Defesa Animal. Brasília, DF. Programa Nacional de Sanidade Avícola, 1994.
- CERDÁ, R.O. Medidas de Prevención y Control de la Micoplasmosis em Latinoamérica. In: CONGRESO LATINOAMERICANO DE AVICULTURA, 20., 2007, Porto Alegre **Anais...**Porto Alegre: Centro de Eventos Fingers, 2007. p.111-124.
- KLEVEN, S.H. Mycoplasmosis. In: SAIF, Y.M.; BARNES, H.J., FADLY, A.M.; GLISSON, J.R.; MCDOUGALD, L.R.; SWAYNE, D.E. Diseases of poultry. Ames: Iowa State University Press, 11 th, 2003. p. 719-721.
- KLEVEN, S.H. Control of Avian Mycoplasma Infections in Comercial Poultry. Avian Diseases, v.52. n. 3, p.367-374, 2008. DOI 10.1637/8323-041808-Review.1.
- METTIFOGO, E.; BUIM, M.R. *Mycoplasma gallisepticum*. In: Revollo, L.; Ferreira, A.J.P. e Organizadores. Patologia Aviária. Editora Manole LTDA, Barueri-SP, 2009. p.86-100.
- NASCIMENTO, E.R.; PEREIRA, V.L.A. Micoplasmoses. In: Di Fábio, J.; Rossini, L.I. Doenças das Aves. Campinas: FACTA, 2009, p.485-500.
- NASCIMENTO, E.R.; PEREIRA, V.L.A. Micoplasmoses. In: Berchieri, Jr, A.; Silva, E. N; Di Fábio, J. et al. Doenças das aves. 2.ed. Campinas: FACTA, 2009. p.485-500.
- NOEL-FERGUSON, N. Mycoplasmosis. In: SWAYNE, D.E.; GLISSON, J.R.; MCDOUGALD, L.R. et al. Diseases of poultry. 13.ed. Ames, Iowa: John Wiley & Sons, Inc., 2013. p.875-876.
- WORLD ORGANIZATION FOR ANIMAL HEALTH (OIE). Avian mycoplasmosis (*Mycoplasma gallisepticum*, *Mycoplasma synoviae*). In: Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. OIE Reference Laboratory, 2018, p. 844-859. https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/3.03.05_20AVIAN_MYCO.pdf
- UMAR, S.; MUNIR, M. T.; UR-REHMAN, Z.; SUBHAN, S.; AZAM, T.; SHAH, M. A. Mycoplasmosis in poultry: update on diagnosis and preventive measures. Worlds Poult Sci J. 2017;73(1):12-17
- JAY PRAKASH YADAV, PIYUSH TOMAR, YARVENDRA SINGH & SANDIP KUMAR KHURANA. Insights on *Mycoplasma gallisepticum* and *Mycoplasma synoviae* infection in poultry: a systematic review. Animal Biotechnology. DOI: 10.1080/10495398.2021.1908316
- ZHANG, F.; BAO, S.; YU, S.; CHENG, J.; TAN, L.; QIU, X.; DE CUPIM, C.; DAI, Y.; FEI, R.; DING, C. Development of a loopmediated isothermal amplification targeting a gene within the pyruvate dehydrogenase complex, the pdhA gene, for rapid detection of *Mycoplasma gallisepticum*. Journal Veterinary Diagnostic Investigation, v. 27, n. 3, p. 260-267, 2015. DOI 10.1177/1040638715584155.

2.7. DOENÇA DE MAREK

A Doença de Marek (DM) é causada por um vírus denominado GaHV-2 - *Marek's disease virus* ou GaHV-2 - *Gallid herpesvirus 2*, da família *Herpesviridae*, subfamília *Alphaherpesvirinae* e gênero *Mardivirus* (ROIZMAN et al., 2007).

Gallid Herpesvirus 2 oncogênico (GaHV-2), é também conhecido como MDV-1 ou serotipo 1 (SWAYNE et al., 2017). E também há uma classificação adicional para o serotipo 1 que divide os patótipos de acordo com sua virulência: GaHV-2 leve (mMDV), GaHV-2 virulento (vMDV), GaHV-2 muito virulento (vvMDV) e muito virulento plus (vv + MDV) (SWAYNE et al., 2017; WITTER et al., 2005).

É uma doença linfoproliferativa, causada pelo vírus da doença de Marek (MDV), sendo caracterizada pela infiltração de células em um ou mais dos nervos periféricos, gônada, íris, vísceras, músculo e pele. As galinhas são os hospedeiros naturais mais importantes para a doença de Marek, embora codornas, perus e faisões sejam também susceptíveis à infecção e desenvolvimento da doença (WITTER; SCHATT, 2003).

Embora não seja uma doença de notificação obrigatória segundo a Organização Mundial de Saúde Animal (OIE), a distribuição da doença é reconhecida mundialmente, embora estimativas precisas de morbidade, perdas e o relatório de distribuição da doença em cada continente estão em falta (BOODHOO et al., 2016). Os vírus tumorais aviários não são zoonóticos e não têm qualquer significado para a saúde pública (SCHATT et al., 2013; DAVIDSON, 2019).

A principal forma de transmissão natural da doença de Marek ocorre pelo contato direto ou indireto entre as galinhas. O folículo da pena é o local primário de replicação viral e a descamação de células epiteliais infectadas durante a nova formação do empenamento é a principal fonte de contaminação do meio ambiente. Isto favorece a contínua contaminação do pavilhão durante muitos meses. Não existem evidências de transmissão vertical do vírus, porém, este pode ser encontrado aderido à casca dos ovos, possibilitando a exposição do pinto no momento da eclosão (SILVA, 2006).

As galinhas são suscetíveis à infecção pelo MDV. E a transmissão ocorre após a inalação pelas vias respiratórias de partículas infecciosas do EMV do ambiente (GIMENO, 2008). Devido as diferentes apresentações da EM, existe uma classificação baseada na apresentação clínica: forma visceral (tumores nas vísceras), ocular (infiltração linfóide na íris), neural (doença paralítica ou neuropatia) e cutânea (tumores na pele) (SWAYNE et al., 2017; WITTER et al., 2005).

Os sinais clínicos associados à doença de Marek variam de acordo com a síndrome específica. Podem ser distinguidas em duas formas, a clássica e a aguda. Na forma clássica, ocorre disfunção dos nervos periféricos, associados com a paresia seguida de paralisia espástica completa de uma ou mais extremidades (Figura 10.5). O envolvimento do nervo vago pode levar a disfunção do papo, que pode aumentar de volume. A incoordenação e posturas incomuns das aves geralmente são os primeiros sinais observados (CANAL; SILVA, 2000).



FIGURA 10.5 – Marek, forma clássica: frango com paralisia espástica, membro esquerdo para frente, e membro direito para trás. Fonte: foto gentilmente cedida pelo NUDIAV- UFF*

Por sua vez, na forma aguda podem ser observados tumores linfóides em vários tecidos como fígado, baço, pulmões, pele e proventrículo (Figura 10.6). E também está relacionada à infecção da inervação ocular que pode causar cegueira com o envolvimento da íris e perda da possibilidade de adequação a intensidade de luz. A pupila pode se tornar irregular e, em estágios adiantados, torna-se somente um pequeno ponto (BARBOSA; CANAL, 2009). Galinhas infectadas e não vacinadas geralmente sucumbem à doença, resultando em uma alta taxa de morbidade e mortalidade (CUELLO et al., 2014).



FIGURA 10.6 – Marek, forma aguda: tumores linfóides em vários tecidos, como as serosas (esquerda) e fígado, proventrículo e outros órgãos (direita). Fonte: fotos gentilmente cedidas pelo NUDIAV- UFF*

As amostras biológicas devem ser colhidas de tecidos e órgãos que apresentem lesões. As mesmas devem ser enviadas congeladas e para o diagnóstico histopatológico devem ser enviadas amostras em formol a 10%.

O diagnóstico presuntivo da doença de Marek (MDV) baseia-se na descrição dos sinais clínicos e achados patológicos. No entanto, métodos mais específicos e mais rápidos para a vigilância do vírus da doença de Marek (MDV) são necessários (MALKINSON et al.,

1989). A reação em cadeia pela polimerase (PCR) tem sido uma ferramenta muito valiosa para o monitorização de MDV nas populações de aves (ABDUL-CAREEM et al., 2006).

A OIE recomenda diferentes técnicas para diagnosticar a DM. As técnicas indiretas incluem ELISA, AGID e IFI. Entretanto, os testes sorológicos não são recomendados devido à sua baixa sensibilidade em um surto de DM e também não são úteis para monitorizar o estado vacinal devido à ausência de anticorpos para controlar a infecção.

As técnicas diretas incluem histopatologia, imunohistoquímica, PCR, isolamento do vírus e imunoprecipitação. Mais recentemente, novas técnicas são aplicadas para a detecção de VEM, como qPCR e LAMP, que são mais sensíveis, específicas, confiáveis e mais rápidas (BECKER et al., 1992; WEI et al., 2012; DAVISON, 2002).

Consequentemente, técnicas diretas devem ser usadas em vez de testes sorológicos para o diagnóstico e controle adequado da infecção por MDV (OSORIO et al., 2019).

O controle da doença pode ser alcançado com a implementação de procedimentos rigorosos como biossegurança, práticas de manejo, seleção genética e programas de vacinação (SHAHZAD et al., 2007). E no caso do MDV, os programas de controle devem basear-se no conhecimento de patótipos circulantes ou estirpes de vírus presentes na criação, a dinâmica de infecção e evidência de envolvimento com perdas de produção (DAVIDSON; NAIR, 2004; GIMENO, 2008).

É importante ressaltar que, embora as vacinas de MDV tenham sido bem-sucedidas na proteção de galinhas contra tumores e mortalidade, elas não fornecem imunidade esterilizante, e as galinhas vacinadas ainda podem suportar a replicação e eliminação de vírus virulentos (COUTEAUDIER; DENESVRE, 2014; SCHAT; NAIR, 2013). O uso generalizado de vacinas contra MDV em todo o mundo acredita-se que tenha contribuído para a evolução de uma maior virulência (DAVISON, 2020).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABDUL-CAREEM, M. F.; HUNTER, B. D.; NAGY, É.; READ, L. R.; SANEI, B.; SPENCER, J. L.; SHARIF, S. Development of a real-time PCR assay using SYBR Green chemistry for monitoring Marek's disease virus genome load in feather tips. *Journal of virological methods*, v.133, p.34-40, 2006.
- BARBOSA, T. M. C.; CANAL, C. W. Enfermidade de Marek. In: Berchieri Junior, A.; Silva, E. N.; Di Fábio, J.; Sesti, L.; Zuana-ne, M. A. F. *Doença das aves*. Campinas: Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia avícolas, p. 569-586, 2009.
- BECKER, Y.; ASHER, Y.; TABOR, E.; DAVIDSON, I.; MALKIN-SON, M.; WEISMAN, Y. Polymerase chain reaction for differentiation between pathogenic and non-pathogenic serotype 1 Marek's disease viruses (MDV) and vaccine viruses of MDV-serotypes 2 and 3. *Journal Virological Methods*, v. 40, n. 3, p. 307-22, 1992. DOI 10.1016/0166-0934(92)90089-v
- BOODHOO, N.; GURUNG, A.; SHARIF, S.; BEHBOUDI, S. Marek's disease in chickens: a review with focus on immunology. *Veterinary Research*, v. 47, n. 1, p. 1-19, 2016. DOI:10.1186/s13567-016-0404-3
- CANAL, C. W.; SILVA, E. N. Enfemidade de Marek, complexo leucótico aviário e reticuloendoteliose. In: Berchieri Junior, A.; Macari, M. *Doença das aves*. Campinas: Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia avícolas, p. 255-265, 2000.
- COUTEAUDIER, M.; DENESVRE, C. Marek's disease virus and skin interactions. *Veterinary Research*, v. 45, n. 1, p. 35-48, 2014. DOI 10.1186/1297-9716-45-36
- CUELLO, S.; VEGA, A.; RELOVA, D. Enfermedad de Marek: Breve reseña bibliográfica y situación actual. *Revista Electrónica Veterinaria*, v. 15, n. 10, p. 1-19, 2014. Available from: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n101014/101405.pdf>
- DAVIDSON, I. Avian Oncogenic and Immunosuppressive Viruses. In *Encyclopedia of Sustainability Science and Technology*; Meyers, R.A., Ed.; Springer: New York, NY, USA, 2019; Invited Chapter.
- DAVIDSON, F.; NAIR, V. (Editors). *Marek disease virus: An Evolving Problem*. 1ed. Compton, UK: Elsevier BV; 2004.
- DAVIDSON, I. Out of Sight, but Not Out of Mind: Aspects of the Avian Oncogenic Herpesvirus, Marek's Disease Virus. *Animals*, v. 10, n. 8, p. 1-12, 1319; 2020. DOI 10.3390/ani10081319
- DAVIDSON I, BORENSHTAIN R, WEISMAN Y. Molecular identification of the Marek's disease virus vaccine strain CVI988 in vaccinated chickens. *Journal veterinary medicine. B, Infectious diseases and veterinary public health*, v. 49, n. 2, p. 83-87, 2002. DOI 10.1046/j.1439-0450.2002.00512.x
- GIMENO, I. M. Marek's disease vaccines: A solution for today but a worry for tomorrow?. *Vaccine*, v. 26, n. 8, C31-41, 2008. DOI 10.1016/j.vaccine.2008.04.009
- OSORIO, S. L.; VILLAR, D.; CHAPARRO- GUTIÉRREZ, J. J. Retos en el diagnóstico y control del virus de la enfermedad de Marek en Colombia. *Revista MVZ Córdoba*, v. 24, n. 1, p. 7157-7165, 2019. DOI 10.21897/rmvz.1604
- MALKINSON, M.; DAVIDSON, I.; STRENGER, C.; WEISMAN, Y.; MARAY, T.; LEVY, H.; BECKER, Y. Kinetics of the appearance of Marek's disease virus DNA and antigens in the feathers of chickens. *Avian Pathology*, v.18, p.735-744, 1989.
- ROIZMAN, B.; KNIPE, D.M.; WHITLEYIN, R.J. Herpes Simplex Viruses. In: *Fields Virology*, Editors Knipe, David M.; Howley, Peter M. 5th Edition, Lippincott Williams & Wilkins, p. 2502-2601, 2007.
- SCHAT, K.A.; NAIR, V. Marek's disease. In *Diseases of Poultry* Swayne, 13th ed.; Swayne, D.E., Glisson, J.R., McDougald, L.R., Nolan, L.K., Suarez, D.L., Nair, V.L., Eds.; Wiley-Blackwell, Iowa State Press: Ames, IA, USA, 2013; p. 515-552.
- SILVA, P. L. Doença de Marek. In: *Andreatti Filho, R. L. Saúde aviária e doenças*. São Paulo: Roca, p. 154-159, 2006.
- SHAHZAD, M.K.; MAJEED, K.A.; YOUNUS, M. Marek's Disease: A Mini-Review. *IJAVMS*. 2007; 1:4-8.
- SWAYNE, D.; GLISSON, J. R.; MCDUGALD, L. R.; NOLAN, L. K.; SUAREZ, D. L.; NAIR, V. L. *Diseases of poultry*. 13th Edition. John Wiley & Sons, inc; 2017. URL Available in: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/book/10.1002/9781119421481>
- WEI, X.; SHI, X.; ZHAO, Y.; ZHANG, J.; WANG, M.; LIU, C.; CUI, H.; HU, S.; QUAN, Y.; CHEN, H.; WANG, Y. Development of a rapid and specific loop-mediated isothermal amplification detection method that targets Marek's disease virus meq gene. *Journal Virological Methods*. v. 183, n. 2, p. 196-200, 2012. DOI 10.1016/j.jviromet.2012.04.014
- WITTER, R.L.; SCHAT, K.A. Marek's disease. In *Saif, Y.M.; Barnes, H.J.; Fadly, A.M.; Glisson, J.R.; McDougald, L.R.; Swayne, E (ed) Diseases of Poultry*, 11th ed. Iowa State University Press, Ames, IA, p.407-465, 2003.
- WITTER, R.L., CALNEK B.W., BUSCAGLIA C., GIMENO I.M., SCHAT K.A. Classification of Marek's disease viruses according to pathotype: philosophy and methodology. *Avian Pathol.* 2005; 34(2):75-90. DOI 10.1080/03079450500059255

2.8. DOENÇA DE GUMBORO

A doença infecciosa da bolsa (IBD), também conhecida como doença de Gumboro, é causada por um vírus que é membro do gênero *Avibirnavirus* e família *Birnaviridae* (OIE, 2018). É uma infecção viral aguda e altamente contagiosa de aves jovens que afeta o tecido linfóide da Bursa ou Bolsa de Fabricius responsável pela sua imunidade humoral (BERNARDINO, 2000).

Existem dois serotipos de IBDV (serotipos 1 e 2). As estirpes do serotipo 1 são patogênicas apenas em galinhas e são classificadas como IBDV virulento clássico, IBDV muito virulento, variante antigênica IBDV e IBDV atenuado (BOLIS et al., 20013).

É uma doença de distribuição mundial que apresenta considerável importância econômica em galinhas, devido à alta prevalência nos aviários comerciais (BERNARDINO; LEFFER, 2009).

As aves infectadas excretam vírus nas fezes e contamina a água, ração e a cama, onde persiste e de onde frequentemente se dissemina. O mais comum é o modo de infecção por via oral; vias conjuntivais e respiratórias também podem estar envolvidas, mas o vírus é altamente contagioso, de modo que o agente é transmitido por contato direto com as aves infectadas, ou por contato indireto com vetores, e pessoal da exploração (SHARMA et al., 2000).

A doença clínica afeta as aves com idade entre 3 e 8 semanas, podendo aparecer cada vez mais cedo nos bandos subsequentes de um aviário, devido à infecção endêmica. As taxas de morbidade e mortalidade são variáveis conforme a linhagem, susceptibilidade, manejo, etc., porém pode a morbidade chegar a 100% e a mortalidade atingir até 80% (KNEIPP, 2000).

A severidade da infecção pelo vírus da doença infecciosa da bursa, os sinais clínicos e imunossupressão associam-se ao estado de imunidade, idade, antecedentes de galinhas afetadas e com a virulência do vírus infectante (VAN DEN BERG et al., 2004).

Galinhas infectadas entre 3 e 6 semanas de idade desenvolvem sinais clínicos graves de IBD. Entretanto, galinhas suscetíveis expostas ao vvIBDV e estirpes virulentas clássicas mostram um início súbito de doença clínica dentro de 2-3 dias de exposição, caracterizada por depressão severa e penas eriçadas (VAN DEN BERG et al., 2004).

Os sinais clínicos podem se observados na forma aguda (clínica) ou moderada (subclínica). A forma aguda ocorre em aves com até 6 semanas de idade e os sinais clínicos mais frequentes incluem depressão, diarreia branca aquosa, cloaca empastada, anorexia, penas eriçadas, letargia e morte súbita (ISHIZUKA, 1999).

Já na forma moderada ou subclínica, não são observáveis sinais evidentes, mas sim perda da produtividade, atrofia da bursa de Fabricius, retardo do crescimento associado a doenças bacterianas ou virais secundárias provenientes da imunossupressão provocada pela destruição e/ou comprometimento das células linfóides, assim como, ocorre a redução na resposta a vacinas (ISHIZUKA, 1999; KNEIPP, 2000).

Outros sinais clínicos reportados são anorexia, prostração, atrofia e hemorragia da Bolsa de Fabricius, desidratação e escurecimento dos músculos coxais e peitorais (FERREIRA, 2012).

O material biológico de eleição para o diagnóstico da DIB é a Bursa de Fabricius, onde as mesmas devem ser colhidas assepticamente de aproximadamente cinco galinhas afetadas e que estejam nos estágios iniciais da doença.

E os métodos utilizados são: vírus neutralização (VN), imunodifusão em gel de ágar (AGID), ensaios de imunoabsorção enzimática de captura de antígeno (ELISAs), antígenos de IBDV podem ser evidenciados por imunocoloração de tecidos infectados, usando um anti-soro de galinha específico para IBDV (OIE, 2018). E para caracterização e diferenciação de isolados de campo de IBDV incluem reação em cadeia da polimerase transcriptase (RT-PCR) e fragmento de restrição polimorfismo de comprimento (RFLP), análise de sequência de nucleotídeos e análise quantitativa RT-PCR em tempo real (qRT-PCR) (WU et al., 2007).

Para o diagnóstico epidemiológico deve-se realizar o levantamento e estudo da sua ocorrência em um determinado aviário ou região geográfica, através do levantamento e análise de coeficientes como: natalidade, mortalidade, letalidade e morbidade (IKUTA, 1999).

O emprego de meios para a prevenção e controle da ocorrência ou disseminação da IBD nos aviários deve estar necessariamente relacionado à cadeia epidemiológica, ou seja, eliminar as fontes de infecção e os possíveis mecanismos de transmissão, para evitar que aves susceptíveis venham a se infectar (ROSENBERGER, 1995).

O primeiro passo é identificar quais são as aves doentes ou portadoras da IBD, para que, uma vez feito o diagnóstico da doença e a identificação das aves doentes ou portadoras seja realizado o sacrifício e destruição destas aves. As medidas a serem tomadas quanto ao mecanismo de transmissão do agente é promover a desinfecção e limpeza com agentes físicos e químicos do ambiente e de todos os fômites que entraram em contato com as aves infectadas. Desinfetantes como a formalina, cloramina e compostos iodóforos têm se mostrado eficazes contra o vírus da IBD. É recomendável evitar o contato das aves com os possíveis disseminadores como aves silvestres e insetos, além de reforçar a higiene da equipe (BOLIS et al., 2003).

Além disso, deve-se associar a programas de vacinação, para diminuir a propagação do vírus no campo, resultando numa diminuição gradual de sua presença no ambiente. A implementação de um programa vacinal deve levar em conta as variações regionais da IBD, o que justifica a inexistência de um programa de vacinação que possa ser recomendado para todas as regiões (KNEIPP, 2000).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BERNARDINO, A.; **Painel gumboro: experiência brasileira.** In: Conferência Apinco 2000 de Ciência e Tecnologia Avícola. Anais. Campinas, Brasil, 2000, p.79-91.
- BERNARDINO, A.; LEFFER, E. Doença infecciosa da bolsa de Fabricio. In: Berchieri Júnior A.; Silva E. N., Di Fabio J., Sesti L. & Zuanaze M. A. F. Doenças das Aves. Campinas: Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, p. 651-676, 2009.
- BOLIS, D.A.; PAGANINI, F.J.; SIMON, V.A.; ZUANAZE, M. F.; SCANAVINI NETO, H.; CORRE, A. R. A.; ITO, N. M. K. Gumboro disease, evaluation of serological and anatomopathological responses in vaccinated broiler chickens challenged with very virulent virus strain. *Brazilian Journal Poultry Science*, v. 5, n. 2, p. 137-146, 2003. DOI 10.1590/S1516-635X2003000200008
- FERREIRA, P. W. Comparação da resposta imunológica de aves vacinadas ou não com ímuno complexos do vírus da Doença de Gumboro desafiadas aos 21 ou 28 dias de idade com uma cepa forte. 2012. 85f. Dissertação (Mestrado – Ciências Veterinárias) – Universidade Federal do Paraná (UFPR), Curitiba.
- IKUTA, N. Diagnóstico de doenças em aves através da biologia molecular. Anais APINCO, 1999.
- ISHIZUKA, M. M. Manual de epidemiologia e profilaxia da infecção pelo vírus da Doença da Bursa / Doença de Gumboro em frangos de corte e poedeiras comerciais. São Paulo, 1999. p. 8-17.
- KNEIPP, C. A. F. Doença de Gumboro no Brasil. Simpósio de sanidade avícola, 2000, Santa Maria, RS. Anais. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2000. p. 79-88.
- OIE. World Organisation for Animal Health. (Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals 2018). Infectious Bursal Disease - Gumboro Disease), p. 931-951.
- ROSENBERGER, J. K. El papel de la IBF en la inmunosupresión – Incremento en la susceptibilidad a otras enfermedades infecciosas. *World Poultry*, mayo - suplemento, 1995, p. 07.
- SHARMA, J.; KIM, I.; RAUTENSCHLEIN, S. Infectious bursal disease virus of chickens: Pathogenesis and immune suppression. *Developmental Comparative Immunology*, v. 24, n. 2-3, p. 223-235, 2000.
- VAN DEN BERG, T.; MORALES, D.; ETERRADOSSI, N.; RIVALLAN, G.; TOQUIN, D.; RAUE, R.; ZIERENBERG, K.; ZHANG, M. F.; ZHU, Y. P.; WANG, C. Q.; ZHENG, H. J.; WANG, X.; CHEN, G. C.; LIM, B. L.; MÜLLER, H. Assessment of genetic, antigenic, and pathotypic criteria for the characterization of IBDV strains. *Avian Pathology*, v. 33, n. 5, p. 470-476, 2004. DOI 10.1080/03079450400003650.
- WU, C.; RUBINELLA, P.; LIN, T. Molecular detection and differentiation of infectious bursal disease virus. *Avian Diseases*, v. 51, n. 2, p. 515-526, 2007.

2.9. BOUBA AVIÁRIA

A boubá ou varíola aviária, também conhecida popularmente como pipoca, bexiga ou caroço é uma doença infectocontagiosa de aves causada pelo *Avipoxvirus*. A infecção ocorre em diversas espécies de aves, desde aves da avicultura comercial até pets e aves silvestres (SKINNER, 2008).

A varíola aviária é uma doença contagiosa em animais domésticos e selvagens e de aves de todas as idades, sexos e raças (ALEHEGN et al., 2014). Fowlpox é uma doença de galinhas e perus causada por um vírus de DNA do gênero *Avipoxvirus* da família *Poxviridae* (OIE, 2018). O Fowlpox virus (FPV) é um dos vírus que afetam os frangos de carne em todo o mundo, causando perdas patológicas e econômicas na indústria aviária (HASAN et al., 2021). Mais de 200 espécies de aves selvagens e domesticadas foram relatadas infectadas por FPV (GIOTIS; SKINNER, 2019; LECIS et al., 2019).

É uma doença reemergente e uma variante de *Avipoxvirus* (APV), tem sido amplamente relatada, no entanto, o tratamento para a varíola aviária não está disponível (GILHARE et al., 2015; SINGH et al., 2000). *Avipoxvirus* parecem incapazes de causar doenças em mamíferos; portanto, parece não haver potencial zoonótico (JARMIN et al., 2006).

É uma doença de propagação lenta e tem distribuição no mundo todo (TRIPATHY; REED, 2013; OIE, 2018). A infecção ocorre através de escoriações e mordidas na pele, ou pela via respiratória (TRIPATHY, 1986), ou da conjuntiva (membrana mucosa que cobre a superfície anterior do globo ocular (JORDAN, et al., 1996; RIPER, 2006; VEGAD, 2008).

Os mosquitos são vetores mecânicos comuns ou transmissores deste agente patogênico. A varíola aviária é transmitida quando um mosquito se alimenta de uma ave infectada que tem viremia, ou quando um mosquito se alimenta de secreções carregadas de vírus que saem de uma lesão de varíola e depois se alimenta de outra ave que é suscetível a essa estirpe de vírus (SMITS et al., 2003). Além disso, pode ser transmitido por pássaros, fômites (TRIPATHY, 1986).

A transmissão indireta do vírus da varíola também pode ocorrer através da ingestão, quando fontes de alimentos e água, comedouros, poleiros, gaiolas ou roupas estão contaminados com crostas contendo vírus que saem das lesões de uma ave infectada (JORDAN, et al., 1996; RIPER, 2006; VEGAD, 2008).

A doença é caracterizada por lesões e/ou placas na pele e na faringe e afeta galinhas, perus, pombos e canários em todo o mundo (TRIPATHY, 1986). As lesões são, em sua fase vesicular, brancas ou amareladas, passando para lesões mais escuras e crostosas na fase de hiperplasia (Figura 10.7) e posteriormente se tornam hemorrágicas e descamam com facilidade (TRIPATHY; REED, 2013). Enquanto a forma húmida ou diftérica ocorre, principalmente quando há inalação ou ingestão de partículas virais presentes no ambiente e infecção do trato respiratório e digestivo superior, que apresenta infecção da membrana mucosa da boca, língua, esôfago e traqueia, gerando lesões nodulares caseosas (SKINNER, 2008; TRIPATHY; REED, 2013).



FIGURA 10.7 – Boubas ou varíola aviária: vesículas esbranquiçadas evoluem e formam crostas. As lesões habitualmente localizam-se na crista, barbeta e em outras áreas da pele, sendo evidentes em zonas sem penas. Fonte: fotos gentilmente cedidas pelo NUDIAV- UFF*

Há ainda uma terceira forma de apresentação da doença, mais comum em canários e codornas, onde a infecção sistêmica e, principalmente, do trato respiratório tem manifestação hiperaguda com desenvolvimento de pneumonia, cianose e morte em poucos dias (TRIPATHY; REED, 2013).

Quando se refere à morbidade, esta é mencionada com sendo, de 10-95% e a mortalidade geralmente baixa a moderada, 0-50% (TRIPATHY, 1986). É uma doença economicamente importante de aves comerciais, porque pode causar queda na produção de ovo, crescimento lento e mortalidade. A mortalidade em criações, mostrando uma forma cutânea leve da doença é geralmente baixa (TRIPATHY; REED, 2013). Entretanto, a mortalidade aumenta até 50% quando a forma diftérica é acompanhada por uma infecção bacteriana secundária (GILHARE et al., 2015), infecções em canários e codornizes apresentam letalidade que pode chegar a 100% (SKINNER, 2008). A forma cutânea da doença ainda causa prejuízos econômicos à avicultura, mesmo em aviários vacinados e com baixa mortalidade (FERREIRA et al., 2018).

Clinicamente, as aves infectadas com varíola aviária apresentam três formas da doença, sendo a cutânea, diftérica e sistêmica. Na forma cutânea as aves apresentam lesões nodulares nas partes sem penas. E a característica da forma diftérica são as lesões fibro-necróticas na camada mucosa da via orofaríngea, e a forma sistêmica apresenta alteração em vários tecidos internos (GILHARE et al., 2015), em pombos as lesões são vistas nas áreas de penas e sem penas da asa, cloaca, pernas e pés (LEBDAH et al., 2019). Fraqueza, emagrecimento, dificuldade em engolir e respirar, problemas de visão, redução na produção de ovos, penas da face sujas, conjuntivite, edema das pálpebras e a presença dos característicos crescimentos semelhantes a verrugas são os sinais clínicos gerais da doença (ALEHEGN et al., 2014).

Os sinais clínicos da boubas ou varíola aviária nas aves, quando se apresentam na forma cutânea e/ou diftérica, são bastante característicos, e permitem o diagnóstico presuntivo da doença, levando-se em consideração o histórico do lote, tipo de criação e ausência ou presença de programa vacinal. Entretanto, para confirmação da doença, é necessário utilizar testes de diagnóstico.

As duas técnicas de escolha para confirmação do diagnóstico da bouba aviária consistem no isolamento viral em cultivos celulares ou em ovos embrionados e na caracterização histopatológica das lesões (TRIPATHY; REED, 2013).

Os métodos de diagnóstico são direto: o vírus pode ser isolado a partir do inóculo preparado por meio da maceração e tratamento das lesões cutâneas ou diftéricas de animais infectados, pode ser realizado o isolamento viral que pode ser feito com a inoculação em membrana corioalantóide (CAM) dos ovos embrionados SPF (Specific Pathogen Free) ou em meios celulares (OIE, 2018). Outro método utilizado é o diagnóstico molecular que tem sido amplamente utilizado quando se deseja confirmação do diagnóstico de bouba aviária em determinado caso clínico devido sua alta sensibilidade e ao fato de ser, atualmente, uma técnica mais acessível (SKINNER, 2008). E o indireto, utilizado para detecção de anticorpos, tanto devido à sua maior sensibilidade quanto pela capacidade de detecção precoce, e que varia entre sete e dez dias após infecção, é o Ensaio Imunoenzimático Indireto, ELISA (TRIPATHY; REED, 2013; OIE, 2016).

A principal forma de controle da disseminação do vírus é a prevenção por meio de vacinas (TRIPATHY; REED, 2013). Entretanto, é importante ressaltar que a implementação de medidas de biossegurança e manejo na capoeira ou aviário, também são necessárias.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALEHEGN, E.; CHANIE, M.; MENGESHA, D. A systemic review of serological and clinicopathological features and associated risk factors of avian pox. *British Journal of Poultry Sciences*, v. 3, 3, P. 78-87, 2014. DOI 10.5829/idosi.bjps.2014.3.3.8553
- FERREIRA, B. C.; ECCO, R.; COUTO, R.M.; COELHO, H.E.; ROSSI, D.A.; BELETTI, M.E.; SILVA, P. L. Outbreak of cutaneous form of avian poxvirus disease in previously pox-vaccinated commercial turkeys. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 38, n. 3, p. 417-24, 2018. DOI 10.1590/1678-5150-pvb-4463
- HASAN, I. I.; RASHEED, S. T.; SHAKOR, M. K. Pathological, molecular and phylogenic study of fowlpox virus in domesticated chickens of Tikrit City, Iraq. *Brazilian Journal Veterinary Research Animal Science*, 2021;58:e176255. DOI 10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2021.176255
- GILHARE, V.R.; HIRPURKAR, S.D.; KUMAR, A.; NAIK, S.K.; SAHU, T. Pock forming ability of fowl pox virus isolated from layer chicken and its adaptation in chicken embryo fibroblast cell culture. *Veterinary World*, v. 8, n. 3, p. 245-250, 2015. DOI 10.14202/VETWORLD.2015.245-250
- GIOTIS, E. S.; SKINNER, M. A. Spotlight on avian pathology: fowlpox virus. *Avian Pathology*, v. 48, n. 2, p. 87-90, 2019. DOI 10.1080/03079457.2018.1554893. PMID:30507248.
- JARMIN, S.; RUTH, E. G.; RICHARD, M. L.; STEPHEN, A. S.; MICHAEL, A. S. 2006. Avian poxvirus Phylogenetics: Identification of a PCR length polymorphism that discriminates between the two major clades. *Journal of General Virology*, v. 87, n. 8, p. 2191-2201, 2006. DOI 10.1099/vir.0.81738-0.
- JORDAN, F.P., M. ALEXANDER AND D.T. FARAGHE, 1996. *Poultry Disease*, 5th ed. Elsevier, China. p: 356-358.
- LEBDAH, M.; ALI, A. M.; ALI, A.A.; HASSANIN, O. Insights into pathological and molecular characterization of avipoxviruses circulating in Egypt. *British Poultry Science*, v. 60, n.6, p. 666-74, 2019. DOI 10.1080/00071668.2019.1639141
- LECIS, R.; SECCI, F.; ANTUOFERMO, E.; NUVOLE, S.; CACCIOTTO, C.; PITTAU, M.; ALBERTI, A. Detection and characterization of an Avipoxvirus in a Common Buzzard (*Buteo buteo*) in Italy using a multiple gene approach. *Journal Wildlife Diseases*, v. 55, n. 1, p. 142-8, 2019. DOI 10.7589/2017-10-265. PMID:29953311
- MANAROLLA, G.; PISONI, G.; SIRONI, G.; RAMPIN, T. Molecular biological characterization of avian poxvirus strains isolated from different avian species. *Veterinary Microbiology*, v. 140, n. 1-2, p. 1-8, 2010. DOI 10.1016/J.VETMIC.2009.07.004
- OIE World Organisation for Animal Health. (Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals 2018). *Fowlpox*, p. 906-913.
- RIPER, V.C. III and D. Forrester, 2006. *Avian Pox Infectious Diseases of Wild Birds*, 06: 131-176
- SKINNER, M. A. In: Jordan, F (ed.), *Poxviridae*, in *Poultry Disease*, Philadelphia, Elsevier, LTD, USA, 2008.
- SINGH, P.; KIM, T.; TRIPATHY, D.N. Re-emerging fowlpox : evaluation of isolates from vaccinated flocks. *Avian Pathology*, v. 29, n. 5, p. 449-455, 2000. DOI 10.1080/030794500750047207
- SMITS, J.E., J.L. TELLA, M. CARRETE, D. SERRANO, G. Avian pox is an important viral disease that has been Islands. *Journal of Veterinary Pathology*, v. 42, p. 1-59, 2003.
- TRIPATHY, D.N. 1986. *Avian Pox*. American Association of Avian Pathologists, v. 16, p. 1-6.
- TRIPATHY, D.N.; REED, W. M. (2013). *POX*. In: Swayne D.E, editor. *Diseases of Poultry*. 13th ed. Iowa, USA: Wiley Blackwell; p. 1-1423.
- VEGAD, J.L., 2008. *Poultry Diseases a Guide for Farmers and Poultry Professionals*. 2nded. International Book Distributing Co. India. p. 38-42.

2.10. COLIBACILOSE

A colibacilose aviária é causada por um grupo de agentes patogênicos denominado *Escherichia coli* patogênica aviária (APEC). Apesar de ser conhecida há mais de um século, a colibacilose aviária continua a ser uma das principais doenças endêmicas que aflige a indústria avícola em todo o mundo (DZIVA; STEVENS, 2008).

Escherichia coli é uma bactéria que pertence à família *Enterobacteriaceae*, essa família é composta por muitos gêneros patogênicos importantes (QUINN et al., 2011). É um habitante normal do trato gastrointestinal inferior das aves e também está frequentemente presente na faringe e traqueia (EWERS et al., 2009).

A classificação de várias estirpes em diferentes serotipos é baseada em três antígenos diferentes encontrados na célula bacteriana de *Escherichia coli*: o antígeno O (descrito como antígeno somático da palavra grega 'soma' que significa 'corpo') que consiste em polissacarídeos (STENUTZ et al., 2006), o antígeno H que é citado nos flagelos (antígeno flagelar) e no antígeno K (antígeno capsular) (BRUGERE-PICOUX et al., 2015).

A colibacilose é resultado da interação e alteração do equilíbrio entre bactéria, hospedeiro e meio ambiente. A principal porta de entrada do agente é o trato respiratório superior, por inalação de aerossóis contendo a bactéria, onde vai ocorrer a aderência através do antígeno fimbrial (F) do agente às células ciliadas do epitélio da faringe e traqueia do hospedeiro, multiplicação e passagem para a corrente sanguínea (colisepticemia), ocorrendo disseminação para sacos aéreos e outros tecidos como fígado, coração e pulmão, e quanto ao antígeno capsular (K), vai promover a resistência ao Sistema Complemento (SANTOS; LOVATO, 2018).

Existem diferentes estirpes de *E. coli*, que são divididas de acordo com as diferentes síndromes e sinais clínicos causados, sendo essas enteropatogênicos (EPEC), enterotoxigênicos (ETEC), enteroinvasivos (EIEC), enterohemorrágicos (EHEC), difusamente aderente (DAEC), meningite (NMEC), uropatogênicos (UPEC) e *E. coli* patogênica para aves (APEC). A colibacilose em aves apresenta principalmente lesões extraintestinais, chamada de *E. coli* patogênicas extraintestinais (ExPEC) (SILVA, 2015).

APEC utiliza diferentes fatores de virulência e patogênese para causar doenças em galinhas, principalmente adesinas, invasinas, protectinas, sistemas de aquisição de ferro e toxinas. Esses fatores facilitam a adesão, invasão, evasão das respostas imunes do hospedeiro, colonização, proliferação e disseminação sistêmica da APEC, permitindo assim o estabelecimento de infecção em galinhas (DZIVA; STEVENS, 2008).

Escherichia coli retorna ao ambiente das aves, através de excrementos e pode infectar outras aves pela via oral-fecal (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999).

As galinhas são infectadas através de alimentos e água contaminados e a bactéria pode se disseminar para outras aves através da via feco-oral ou aerossol. Além disso, a APEC pode ser transmitida verticalmente de reprodutores infectados através de ovos contaminados (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; GUABIRABA; SCHOUER 2015). A via respiratória também parece ser muito importante para o aparecimento da doença clínica (ANTÃO et al., 2008; OZAKI; MURASE, 2009; LANDMAN et al., 2013). E a penetração de *E. coli* através da pele pode produzir uma inflamação na forma de celulite (NORTON et al., 2000).

Os vetores (moscas domésticas) e as aves selvagens, incluindo pombos, foram encontrados colonizados por APEC produtora de ESBL (SOLÀ-GINÉS et al., 2015; BORGES et al., 2017), e os roedores e besouros também podem carrear *E. coli* (MCALLISTER et al., 1996).

A colibacilose é uma das principais causas de mortalidade (até 20%) e morbidade em aves, e também resulta em diminuição da carne (diminuição de 2% no peso vivo, deterioração de 2,7% na taxa de conversão alimentar) e produção de ovos (até 20%), diminuiu as taxas de eclosão e o aumento da condenação de carcaças (até 43%) no abate (DHO-MOULIN; FAIRBROTHER, 1999; GUABIRABA; SCHOULER 2015; MELLATA et al., 2013). Além disso, a APEC é responsável pela alta mortalidade (até 53,5%) em frangos jovens (MELLATA et al., 2013).

E. coli pode infectar e causar lesões nos diferentes sistemas de aves causando várias síndromes e lesões localizadas ou sistêmicas doença. Em pintos de um dia, um tipo muito comum de infecção por *E.coli* é a do saco vitelino (onfalite) que é caracterizada pela inflamação do saco vitelino e alta mortalidade (DINEV, 2007).

Em aves de diferentes idades, *E. coli* pode causar infecção do sistema respiratório superior ou inferior pela via nasal ou pela traqueia. Em casos de infecção localizada do sistema respiratório superior, edema facial e inchaço dos seios nasais podem ser apresentados e descrita como síndrome da cabeça inchada. Contudo, em caso de infecção respiratória inferior, colibacilose caracteriza-se pela presença de fibrina esbranquiçada exsudatos amarelos nos sacos aéreos e pneumonia fibrinosa (BARNES et al., 2008).

Em poedeiras e reprodutoras, o tipo mais comum de colibacilose é a infecção do sistema reprodutivo; que é conhecido como salpingite, ooforite e peritonite (JORDAN et al., 2005; BARNES et al., 2008; BRUGERE- PICOUX et al., 2015).

Então, as infecções mais comuns causadas por APEC em galinhas são aerossaculite, pericardite, perihepatite, peritonite (Figura 10.8), salpingite, coligranuloma, onfalite, celulite e osteomielite/artrite; estes são frequentemente referidas como colibacilose aviária. E também causa síndrome da cabeça inchada em galinhas e osteomielite em perus (DZIVA; STEVENS, 2008).



FIGURA 10.8 – Colibacilose aviária: pericardite, fígado com coloração vermelho-escuro e pontos esbranquiçados na superfície capsular, e peritonite (ascite e deposição de fibrina no fígado e cavidade abdominal). Fonte: foto gentilmente cedida pelo NUDIAV- UFF*

A suspeita da colibacilose é com base nas características clínicas e nas lesões macroscópicas típicas. O diagnóstico é obtido pelo isolamento de *E. coli* do sangue cardíaco e tecidos afetados, como fígado, baço, pericárdio ou medula óssea (GOMIS et al., 1997).

O diagnóstico confirmatório é realizado pelo isolamento e identificação de *E. coli* patogênica das amostras de órgãos e tecidos das aves com sinais clínicos, sendo possível identificar genes associados a patogenicidade através de técnicas de biologia molecular, possibilitando a identificação de isolados de APEC. Porém os fatores de virulência que mais estão associados à patogenicidade são os sorogrupos e a resistência sérica (FERREIRA; KNOBL, 2009).

O risco de colibacilose pode ser reduzido com medidas simples, tais como: limpeza completa dos aviários; ventilação adequada dos aviários e a cloração da água potável (KABIR, 2010). A profilaxia da colibacilose é baseada no controle estrito de condições de criação, respeito às práticas de biossegurança e vacinação (GUABIRABA; SCHOULER, 2015).

Um primeiro passo é a prevenção da contaminação dos ovos, fumigando-os dentro de duas horas após a postura e removendo os ovos rachados ou sujos com material fecal (BARNES; GROSS, 1997). E as boas práticas de higiene nas incubadoras reduzem significativamente o risco de novas aves nascerem com onfalite (BARNES et al., 2008).

O uso de probióticos e prebióticos provaram sua eficácia contra colibacilose (PATTERSON; BURKHOLDER, 2003). Alguns óleos essenciais também são utilizados para reduzir o número de *E. coli* no intestino (HAMMER et al., 1999). E acidificantes ou ácidos orgânicos podem diminuir o número de *E. coli* alterando o pH intestinal e consequentemente reduzindo o metabolismo de agentes patogênicos intestinais, bem como ajustando a população de bactérias benéficas (KHAN; IQBAL, 2016).

Além de tudo isso, a vacinação contra colibacilose é a ferramenta mais interessante como alternativa de controle (GHUNAIM et al., 2014). E as vacinas autógenas são outro tipo de vacinas que são usadas com crescente interesse contra *E. coli* (KOUTSIANOS et al., 2020). Atualmente, apenas duas vacinas (vacina viva atenuada APEC O78 DaroA *E. coli* e *E. coli* inativada vacina contendo antígenos F11 fimbriais e flagelares FT) estão comercialmente disponíveis para utilização em galinhas (GHUNAIM et al., 2014; GREGERSEN et al., 2010).

O tratamento da colibacilose depende de antibioterapia, mas com o aumento da ocorrência de isolados de *E. coli* multirresistentes, o tratamento pode não ter sucesso (GUABIRABA; SCHOULER, 2015).

APEC pertence ao subgrupo ExPEC de *E. coli*, semelhante a UPEC e NMEC (MELLATA, 2013). Vários estudos relataram APEC como um potencial agente patogênico zoonótico transmitido por alimentos, bem como fonte ou reservatório de infecções extra-intestinais em humanos (LIU et al., 2018; TIVENDALE et al., 2010; ZHUGE et al., 2020; JORGENSEN et al., 2019; MEENA et al., 2020).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ACHTMAN, M.; HEUZENROEDER, M.; KUSECEK, B.; OCHMAN, H.; CAUGANT, D.; SELANDER, R.K.; VÄISÄNEN-RHEN, V.; KORHONEN, T.K.; STUART, S.; ORSKOV, F.; ORSKOV, I. Clonal analysis of *Escherichia coli* O2: K1 isolated from diseased humans and animals. *Infection Immunity*, v. 51, 268-276, 1986. DOI 10.1128/iai.51.1.268-276.1986
- ANTAO, E. M.; GLODDE, S. L.; SHARIFI, R.; HOMEIER, T.; LATURNUS, C.; DIEHL, I.; BETHE, A.; PHILIPP, H. C.; PREISINGER, R.; WIELER, L. H.; EWERS, C. The chicken as a natural model for extraintestinal infections caused by avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC). *Microbial Pathogenesis*, v. 45, n. 5-6, p. 361-369, 2008. DOI 10.1016/j.micpath.2008.08.005
- BARNES, H. J.; GROSS, W. B. Colibacillosis. In *Diseases of Poultry*, 10th ed.; Calnek, B.W., Barnes, H.J., Beard, C.W., McDougald, L.R., Saif, Y.M., Eds.; Iowa State University Press: Ames, IA, USA, 1997; p. 131-141.
- BARNES H.J., NOLAN LK, VAILLANCOURT JP. Colibacillosis in poultry in *Diseases of Poultry*-12th Edition, p. 691-738, 2008.
- BORGES, C. A.; MALUTA, R. P.; BERALDO, L. G.; CARDOZO, M. V.; GUASTALLI, E. A. L.; KARIYAWASAM, S.; DEBROY, C.; ÁVILA, F. A. Captive and free-living urban pigeons (*Columba livia*) from Brazil as carriers of multidrug-resistant pathogenic *Escherichia coli*. *The Veterinary Journal*, v. 219, p. 65-67, 2017. DOI 10.1016/j.tvjl.2016.12.015
- BRUGERE-PICOUX, J.; VAILLANCOURT, J. P.; BOUZOUAIA, M.; VENNE, D.; SHIVAPRASAD, H. L. Colibacillosis. In: *Manual of poultry diseases*, AFAS, English Edition, p. 300-316, 2015.
- DHO-MOULIN, M.; FAIRBROTHER, J. M. Avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC). *Vet. Res.* 1999, 30, 299-316.
- DINEV, I. 2007 *Escherichia coli* infections. In: *Diseases of poultry – A colour atlas*, first edition, 2M Print house Ltd, p. 8-19, 2007.
- DZIVA, F.; STEVENS, M. P. Colibacillosis in poultry: Unravelling the molecular basis of virulence of avian pathogenic *Escherichia coli* in their natural hosts. *Avian Pathology*, v. 37, n. 4, p. 355-366, 2008. DOI 10.1080/03079450802216652.
- EWERS, C.; ANTÃO, E. M.; DIEHL, I.; PHILIPP, H. C.; WIELER, L. H. Intestine and environment of the chicken as reservoirs for extraintestinal pathogenic *Escherichia coli* strains with zoonotic potential. *Applied Environmental Microbiology*, v. 75, n. 1, p. 184-92, 2009. DOI 10.1128/AEM.01324-08
- FERREIRA, A. J. P.; KNOBL, T. Colibacilose. In: JUNIOR, A. B.; SILVA, E. N.; FÁBIO, J. D.; SESTI, L. ZUANAZE, M. A. *Doença das aves*. 2 ed. Campinas: Fundação APINCO. p.457-471, 2009.
- GOMIS, S.M.; WATTS, T.; RIDDELL, C.; POTTER, A.A.; ALLAN, B.J. Experimental reproduction of *Escherichia coli* cellulitis and septicemia in broiler chickens. *Avian Diseases*, v. 41, n. 1, p. 234-240, 1997. DOI:10.2307/1592464
- GHUNAIM, H.; ABU-MADI, M.A.; KARIYAWASAM, S. Advances in vaccination against avian pathogenic *Escherichia coli* respiratory disease: Potentials and limitations. *Veterinary Microbiology*, v. 172, 1-2, p. 13-22, 2014. DOI 10.1016/j.vetmic.2014.04.019
- GREGENSEN, R.H.; CHRISTENSEN, H.; EWERS, C.; BISGAARD, M. Impact of *Escherichia coli* vaccine on parent stock mortality, first week mortality of broilers and population diversity of *E. coli* in vaccinated flocks. *Avian Pathology*, v. 39, n. 4, p. 287-295, 2010. DOI 10.1080/03079457.2010.495744
- GUABIRABA, R.; SCHOUER, C. Avian colibacillosis: Still many black holes. *FEMS Microbiology Letters*, v. 362, n. 15, p. 1-8, 2015. DOI 10.1093/femsle/fnv118
- HAMMER, K. A.; CARSON, C. F.; RILEY, T. V. Antimicrobial activity of essential oils and other plant extracts. *Journal Applied Microbiology*, v. 86, n. 6, p. 985-990, 1999. DOI 10.1046/j.1365-2672.1999.00780.x
- JORDAN, F. T.; WILLIAMS, N. J.; WATTRET, A.; JONES, T. Observations on salpingitis, peritonitis and salpingoperitonitis in a layer breeder flock. *Veterinary Record*, v. 157, n. 19, p. 573-577, 2005. DOI 10.1136/vr.157.19.573
- JORGENSEN, S. L.; STEGGER, M.; KUDIRKIENE, E.; LILJE, B.; POULSEN, L. L.; RONCO, T.; PIRES DOS SANTOS, T.; KIIL, K.; BISGAARD, M.; PEDERSEN, K.; NOLAN, L. K.; PRICE, L. B.; OLSEN, R. H.; ANDERSEN, P. S.; CHRISTENSEN, H. Diversity and Population Overlap between Avian and Human *Escherichia coli* Belonging to Sequence Type 95. *Host-Microbe Biology*, v. 4, n. 1, p. 1-12, 2019. DOI 10.1128/mSphere.00333-18
- KABIR, S. M. L. Avian Colibacillosis and Salmonellosis: A Closer Look at Epidemiology, Pathogenesis, Diagnosis, Control and Public Health Concerns. *International journal of environmental research and public health*, v. 7, n. 1, p. 89-114, 2010. DOI 10.3390/ijerph7010089
- KHAN, S. H.; JAVID IQBAL. (2016) Recent advances in the role of organic acids in poultry nutrition. *Journal Applied Animal Research*, v. 44, n. 1, p. 359-369, 2016. DOI 10.1080/09712119.2015.1079527
- KOUTSIANOS, D.; ATHANASIOU, L.; MOSSIALOS, D.; KOUTOULIS, K.C. Colibacillosis in poultry: A disease overview and the new perspectives for its control and prevention. *Journal Hellenic Veterinary Medical Society*, v. 71, n. 4, p. 2425-2, 2020. DOI 10.12681/jhvms.25915
- LANDMAN, W. J. M.; HEUVELINK A.; VAN ECK, J. H. H. Reproduction of the *Escherichia coli* peritonitis syndrome in laying hens. *Avian Pathology*, v. 42, n. 2, p. 157-162, 2013. DOI 10.1080/03079457.2013.775694
- LIU, C.M.; STEGGER, M.; AZIZ, M.; TIMOTHY, J.; JOGNSON, E.; WAITS, K.; NORDSTROM, L.; GAULD, L.; WEAVER, B.; ROLLAND, D.; STATHAM, S.; HORWINSKI, J.; SARIYA, S.; DAVIS, G. S.; SOKURENKO, E.; KEIM, P.; JOHNSON, J. R.;
- LANCE, I.; PRICE, L.B. *Escherichia coli* ST131-H22 as a Foodborne Uropathogen, v. 9, n. 4, p. 1-11, 2018. DOI 10.1128/mBio.00470-18
- MCALLISTER, J. C.; STEELMAN, C. D.; SKEELES, J. K.; NEWBERRY, L. A.; GBUR, E. E. Reservoir competence of *Alphitobius diaperinus* (Coleoptera: tenebrionidae) for *Escherichia coli* Eubacteriales: enterobacteriaceae). *Journal of Medical Entomology*, v. 33, n. 6, p. 983-987, 1996. DOI10.1093/jmedent/33.6.983.

MELLATA, M. Human and avian extraintestinal pathogenic *Escherichia coli*: Infections, zoonotic risks, and antibiotic resistance trends. *Foodborne Pathog. Dis.*, v. 10, n. 11, p. 916–932, 2013. DOI 10.1089/fpd.2013.1533

MEENA, P.R.; YADAV, P.; HEMLATA, H.; TEJAVATH, K.K.; SINGH, A.P. Poultry-origin extraintestinal *Escherichia coli* strains carrying the traits associated with urinary tract infection, sepsis, meningitis and avian colibacillosis in India. *Journal Applied Microbiol.*, v. 130, n. 6, p. 2087–2101, 2020. DOI 10.1111/jam.14905

NORTON, R. A.; MACKLIN, K. S.; MCMURTREY, B. L. The association of various isolates of *Escherichia coli* from the United States with induced cellulitis and colibacillosis in young broiler chickens. *Avian Pathology*, v. 29, n. 6, p. 571–574, 2000. DOI 10.1080/03079450020016814

OZAKI, H.; MURASE, T. Multiple Routes of Entry for *Escherichia coli* Causing Colibacillosis in Commercial Layer Chickens. *J Vet Med Sci*, v. 71, n. 12, p. 1685–1689, 2009. DOI: 10.1292/jvms.001685

PATTERSON, J. A.; BURKHOLDER, K. M. Application of Prebiotics and Probiotics in Poultry Production. *Poultry Sci*, v. 82, n. 4, p. 627–631, 2003. DOI 10.1093/ps/82.4.627

QUINN, P. J.; MARKEY, B. K.; LEONARD, F. C.; FITZPATRICK, E. S.; FANNING, S.; HARTIGAN, P. J. Antibacterial resistance and *Escherichia coli*. In: *Veterinary microbiology and microbial disease*, Second edition, Blackwell Science Ltd, UK, 2011.

SANTOS, Helton Fernandes dos; LOVATO, Maristela. *Doenças das Aves*. LEXINGTON: Kindle Direct Publishing, 2018.

SILVA, Ricardo Mendes da. *Escherichia Coli em Aviários, Celulites e Fígados de Frango e suas consequências para a Avicultura*. 2015. 107f. Tese (Doutorado em Biociência Animal) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2015.

SOLÀ-GINÉS, M.; GONZÁLEZ-LÓPEZ, J. J.; CAMERON-VEAS, K.; PIEDRA-CARRASCO, N.; CERDÀ-CUÉLLAR, M.; MIGURA-GARCIA, L. Houseflies (*Musca domestica*) as vectors for extended-spectrum β -lactamase-producing *Escherichia coli* on Spanish broiler farms. *Applied Environmental Microbiology*, v. 81, n. 11, p. 3604–3611, 2015. DOI 10.1128/AEM.04252-14.

STENUTZ, R.; WEINTRAUB, A.; WIDMALM, G. The structures of *Escherichia coli* O-polysaccharide antigens. *FEMS Microbiol Ver*, v. 30, n. 3, p. 382–403, 2006. DOI 10.1111/j.1574-6976.2006.00016.x

TIVENDALE, K.A.; LOGUE, C.M.; KARIYAWASAM, S.; JORDAN, D.; HUSSEIN, A.; LI, G.; WANNEMUEHLER, Y.; NOLAN, L.K. Avian-pathogenic *Escherichia coli* strains are similar to neonatal meningitis *E. coli* strains and are able to cause meningitis in the rat model of human disease. *Infection Immunity*, v. 78, n. 8, p. 3412–3419, 2010. DOI 10.1128/IAI.00347-10

ZHUGE, X.; ZHOU, Z.; JIANG, M.; WANG, Z.; SUN, Y.; TANG, F.; XUE, F.; REN, J.; DAI, J. Chicken-source *Escherichia coli* within phylo-group F shares virulence genotypes and is closely related to extraintestinal pathogenic *E. coli* causing human infections. *Transboundary Emerging Diseases*, v. 68, n. 5, 2020. DOI:10.1111/tbed.13755

2.11. SALMONELOSES

As salmoneloses aviárias são doenças agudas ou crônicas, provocadas por bactérias do gênero *Salmonella*. Essas bactérias infectam as aves e podem causar três doenças distintas: (1) pulorose, cujo agente é *Salmonella* Pullorum, (2) tifo aviário, causado por *S. Gallinarum* e (3) paratifo aviário, causado por qualquer outra salmonela que não seja *S. Pullorum* ou *S. Gallinarum* (BERCHIERI JR; OLIVEIRA, 2007).

As infecções por *Salmonella* aviária são importantes como causa de doença clínica em aves e como fonte de transmissão alimentar de doenças para humanos. Sob a família das *Enterobacteriaceae*, o gênero *Salmonella* é um agente patogênico intracelular facultativo que causa infecções localizadas ou sistêmicas; bem como um estado de portador assintomático crônico (SHIVAPRASHAD et al., 1997).

A espécie *enterica* possui seis subespécies (*Enterica*, *Salamae*, *Arizonae*, *Diarizonae*, *Houtenae* e *Indica*), e um grande número de serovares, merecendo destaque em saúde pública, a *S. Paratyphi A*, *S. Typhimurium*, *S. Agona*, *S. Derby*, *S. Heidelberg*, *S. Paratyphi B*, *S. Cholerasesuis*, *S. Infantis*, *S. Virchow*, *S. Dublin*, *S. Enteritidis*, *S. Typhi* e *S. Anatum* (TOZETTO, 2006).

Salmonella Enterica contem cerca de 2.637 serotipos, nos quais estão inclusos os serotipos *S. Pullorum* e *S. Gallinarum*, causadores da pulorose e do tifo aviário, e que são específicos das aves (LOPES et al., 2016). E os vários serotipos altamente invasivos móveis e não adaptados ao hospedeiro, como *Salmonella* Enteritidis e *Salmonella* Typhimurium, são frequentemente referidos como salmonelas paratífoides (GAST et al., 1997).

A pulorose é uma doença de distribuição mundial (LI et al., 2018), assim como o tifo aviário (STELLA et al., 2021) e os serotipos paratífoides (ANDREATTI FILHO, 2006). E as infecções por *Salmonella* em aves ocorrem em várias idades e por vias de transmissão verticais e horizontais (DAR et al., 2017).

A epidemiologia da salmonelose nas aves envolve transmissão vertical e horizontal, por meio de excreção fecal, contaminação do ambiente e existência de reservatórios de diferentes espécies. Os animais domésticos e silvestres podem ser portadores de diversos serotipos de Salmonelas, disseminando-os no ambiente. O fator epidemiológico mais importante nos animais é o estado de portador, pois a falta de sintomas leva a dificuldades técnicas para a detecção da patologia, propiciando a contaminação contínua do meio ambiente (BRASIL, 2011).

Os sinais clínicos, formas de transmissão e indicadores das três formas de apresentação da doença Salmonelose em aves, são descritos abaixo:

A pulorose em pintinhos desde os primeiros dias de vida apresentam diarreia em grande quantidade, de cor branca podendo variar para branco-amarelada (Figura 10.9). As aves apáticas, debilitadas, anoréxicas, cansadas, com respiração difícil, empenamento ruim, queda das asas, sonolentas, com atraso no crescimento, amontoadas perto da fonte de calor, apresentando claudicação, conjuntivite, sinovites e cegueira também são indicadores da doença (HAIDER et al., 2012; WANG et al., 2012).



FIGURA 10.9 – Pulorose em pintinhos: diarreia branco-amarelada e cloaca suja de fezes com penugens aderidas ao redor. Fonte: fotos gentilmente cedidas pelo NUDIAV- UFF*

Já em aves adultas nem sempre os sinais clínicos serão de fácil observação, normalmente as aves vão apresentar diminuição no consumo de ração, baixo ganho de peso, diminuição da fertilidade e baixa eclodibilidade dos ovos e podem apresentar eriçamento das penas, crista pálida e retraída, além de diarreia branco-amarelada a amarelo-esverdeada, apatia e desidratação. E a morbidade e a mortalidade vão depender de fatores relacionados à idade, condição nutricional e stresse. Pode acontecer mortalidade em 100% do bando com grande prejuízo as aves entre duas e três semanas de idade. A taxa de morbidade geralmente é maior que a taxa de mortalidade, pois muitos animais se recuperam (WANG et al., 2012).

O tifo aviário é mais relacionado às aves adultas, mas há casos com alta mortalidade em pintinhos. A doença pode durar de 5 a 7 dias, podendo ser observados sinais clínicos como anemia severa, fezes diarreicas amarelo-esverdeada, queda na produção de ovos, dificuldade respiratória, fraqueza, prostração, podendo levar também a septicemia. O lote ou bando afetado pode apresentar ainda queda de penas e penas eriçadas. A mortalidade não ocorre de uma vez, ela tende a ser lenta, iniciando com o adoecimento de algumas aves, e morte de outras, e isso vai se repetindo até que o pavilhão seja totalmente afetado tornando a mortalidade elevada (GADOTTI et al., 2020).

E os sinais clínicos do paratifo não são característicos da doença e são facilmente confundidos com o da pulorose quando as aves jovens desenvolvem o quadro clínico. É possível perceber nas duas primeiras semanas de vida apatia, perda severa de apetite, emagrecimento, penas eriçadas, queda da asa, amontoamento próximo da fonte de aquecimento, fezes diarreicas esbranquiçadas e profusas, empastadas nas penas ao redor da cloaca, sonolência, sede intensa, edema de cabeça, retardo de crescimento, apatia, pintinhos amontoados, problemas respiratórios, cegueira, conjuntivite, claudicação e alterações nervosas. E em aves adultas os sinais da doença são menos frequentes, principalmente quando a doença só ocorreu na forma intestinal e não na forma septicêmica. Em situações estressantes a ave adulta pode chegar a desenvolver a forma septicêmica, podendo ser observados sinais como emagrecimento, diarreia e queda de postura (LEBDAH et al., 2017).

Um diagnóstico definitivo e eficaz para pulorose, tifo aviário e paratifo aviário está baseado no isolamento, identificação e tipificação sorológica da *Salmonella*. Contudo, ele deve ser complementado pelo histórico, sinais clínicos, lesões e dados epidemiológicos (MACHADO, 2000; OLIVEIRA, 2004).

As amostras que podem ser colhidas são de carcaças frescas ou resfriadas, materiais de ovos, fezes frescas ou quaisquer materiais contaminados, incubadoras ou caixas de transporte também podem ser colhidos. E zaragatoas (*swabs*) podem ser retirados da cloaca de aves vivas doentes, mas tecidos *post-mortem* são preferíveis, onde as amostras de tecidos visivelmente anormais são preferidas, mas assepticamente também podem ser colhidas amostras do baço, fígado, vesícula biliar, rins, pulmões, coração, óvulos, testículos, trato alimentar ou lesões nas articulações. Os tecidos preferidos para investigação de rotina são fígado, junção íleo-cecal e ovários/oviduto (OIE, 2018).

Agrupamentos de tecidos podem ser feitos a partir de tecidos colhidos de várias aves e, para testes de rotina, cinco amostras da junção íleo-cecal podem ser agrupadas. Um número maior de amostras não intestinais colhidas assepticamente pode ser agrupado, mas para fins práticos, muitas vezes são testadas amostras compostas de fígado, baço e ovário de cinco aves (PARMAR; DAVIES, 2007; PROUX et al., 2002).

E os métodos de diagnóstico utilizados são direto: como a identificação do agente etiológico por meio do isolamento bacteriano e PCR (OIE, 2018) e PCR em tempo real para detecção rápida e confiável específica para *Salmonella* por gênero e serovar (*S. Enteritidis* e *S. Typhimurium*) para fins de monitorização na cadeia alimentar de aves (SZMOLKA et al., 2006), e o indireto para detectar a resposta imune pelos testes rápidos de aglutinação de sangue total e de soroaglutinação rápida (SAR), teste de soroaglutinação em tubo de ensaio imunoenzimático de absorção (ELISA) (OIE, 2018).

A prevenção é a melhor maneira de controlar a disseminação da bactéria e se fundamenta nas medidas básicas de isolamento, biossegurança e monitorização das explorações. O despovoamento, a eliminação de galinhas e de outras aves domésticas da propriedade e o combate permanente aos animais invasores e pragas são essenciais para a erradicação da doença. Deve-se sempre assegurar que foram tomadas medidas preventivas e de controle nos insumos utilizados no aviário, como a ração e a cama, além de garantir a rastreabilidade das aves, que deve ser mantida ao longo de toda a cadeia produtiva, sendo imprescindível para o controle do agente (ABPA, 2018).

A aplicação de práticas preventivas associadas a outras ferramentas como a administração de probióticos, probióticos e extratos de plantas são estratégias importantes na prevenção da *Salmonella* nos aviários (LOURENCO et al., 2013).

Portanto a salmonelose é uma das principais infecções bacterianas que afetam as aves comerciais, causando prejuízos à produção avícola, bem como sendo um problema de saúde pública (NABIL et al., 2018; ZANETTI et al., 2019). Além disso, a *Salmonella* é um importante agente patogênico zoonótico de origem alimentar, e a carne de frango é considerada uma de suas principais fontes (ZIBA et al., 2020).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABPA. Manual de prevenção e controle de Salmonella na produção de aves. Brasília: ABPA, 6p., 2018. Disponível em: <<http://www.associacoes.org.br/materiais-tecnicos-e-legislacoes>>.
- ANDREATTI FILHO, R. L. Paratifo aviário. Saúde aviária e doenças. Ed. 1, Rocca, São Paulo, 328p, 2006.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Manual técnico de diagnóstico laboratorial de *Salmonella* sp.: diagnóstico laboratorial do gênero *Salmonella*. Brasília: Ministério da Saúde, 2011. 60 p. Disponível em: < <https://portalarquivos2.saude.gov.br/images/pdf/2014/dezembro/15/manualdiagnostico-salmonella-spp-web.pdf>>.
- BERCHIERI JR., A.; OLIVEIRA, G. H. Salmoneloses Aviárias. In: Saúde Aviária e Doenças, ROCA, São Paulo – SP, p. 84-111, 2007.
- DAR, M. A.; AHMAD, S.M.; BHAT, S.A.; AHMED, R. U.; URWAT, P. T.; MUMTAZ, S. A.; BHAT, DAR, T. A.; SHAH, R. A.; GANAI, N.A. *Salmonella* Typhimurium in poultry: a review. World's Poultry Science Journal, v. 73, n. 2, p. 345-354, 2017. DOI 10.1017/S0043933917000204
- GADOTTI, D. L.; MACIEL, P. B.; REBELATTO, R.; DUARTE, S. C.; DEZEN, D. Genotypic diversity of *Salmonella* ser. Gallinarum strains isolated from 2012 to 2016 in Brazil. Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences, v. 44, n. 1, p. 146-150, 2020. DOI 10.3906/vet-1909-5
- GAST, R. K. Paratyphoid Infections. In *Diseases of Poultry*, 10th ed.; Calnek, B.W., Barnes, H.J., Beard, C.W., McDougald, L.R., Saif, Y.M., Eds.; Iowa State University press: Ames, IA, USA, 1997; p. 97-121.
- HAIDER, M. G.; CHOWDHURY, E. H.; AHMED, A. K. M., & HOSSAIN, M. M. Experimental pathogenesis of pullorum disease in chicks by local isolate of *Salmonella* Pullorum in Bangladesh. Journal of the Bangladesh Agricultural University, v. 10, n. 1, p. 87-94, 2012. DOI:10.3329/JBAU.V10I1.12098
- LEBDAH, M. A.; EID, A. A.; NASEF, S. A.; HAMAD, E. M. Phenotypic and genotypic characterization of paratyphoid *Salmonellae* isolated from poultry in Delta Area-Egypt. Zagazig Veterinary Journal, v. 45, n. 3, p. 262-272, 2017. DOI: 10.21608/ZVJZ.2017.7951
- LI, X.; NIE, C.; ZHANG, Z.; WANG, Q.; SHAO, P.; ZHAO, Q.; QU, L. Evaluation of genetic resistance to *Salmonella* Pullorum in three chicken lines. Poultry science, v. 97, n. 3, p. 764-769, 2018. DOI 10.3382/ps/pex354.
- LOPES, E.S.; MACIEL, W.C.; TEIXEIRA, R.S.C.; ALBUQUERQUE, A.H.; VASCONCELOS, R.H.; MACHADO, D.N.; BEZERRA, W.G.A.; SANTOS, I.C.L. Isolamento de *Salmonella* sp. e *Escherichia coli* de psitacíformes: relevância em saúde pública. Arquivo Instituto Biológico, v. 83, p. 1-10, e0602014, 2016. DOI: 10.1590/1808-1657000602014
- LOURENCO, M.C.; KURITZA, L.N.; WESTPHAL, P.; MIGLIANO, L.B.; PICKLER, L.; KRAIESKI, A.L.; SANTIN, E. Uso de probiótico sobre a ativação de células T e controle de *Salmonella Minnesota* em frangos de corte. Pesquisa Veterinária Brasileira, v. 33, n. 1, p. 11-14, 2013. DOI 10.1590/S0100-736X2013000100003
- MACHADO, J. N. Tendências atuais e futuras no uso de colonizadores bacterianos intestinais na avicultura industrial. In: Encontro Internacional de Ciências Avícolas, 4, 2000. Uberlândia. Anais... Uberlândia: FAMEV- UFU, p. 18-27, 2000.
- NABIL, N. M.; TAWAKOL, M. M.; HASSAN, H. M. Assessing the impact of bacteriophages in the treatment of *Salmonella* in broiler chickens. Infection ecology & epidemiology, v. 8, n. 1, p. 1-8, 2018. DOI 10.1080/20008686.2018.1539056.
- OIE. World Organisation for Animal Health. (*Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals* 2018. Fowl Typhoid and Pullorum Disease, p. 914-930.
- OLIVEIRA, W. F. Isolamento e tipificação de *Salmonella* da cadeia produtiva de frango de corte da região metropolitana de Fortaleza-CE. Ceará. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias). Faculdade de Veterinária da Universidade Estadual do Ceará. 2004, 104 p.
- PARMAR D. & DAVIES R.H. (2007). Fowl typhoid in a small backyard laying flock. Vet. Rec., 160, 348.
- PROUX, K.; HUMBERT, F.; JOUY, E.; HOUDAYER, C.; LALANDE, F.; OGER, A.; SALVAT, G. Improvements required for the detection of *Salmonella* Pullorum and Gallinarum. Can. J. Vet. Res, v. 66, n. 3, p. 151-157, 2002.
- SHIVAPRASHAD, H. L. Pullorum disease and fowl typhoid. In *Diseases of Poultry*, 10th ed.; Calnek, B.W., Barnes, H.J., Beard, C.W., McDougald, L.R., Saif, Y.M., Eds.; Iowa State University press: Ames, IA, USA, 1997, p. 82-96.
- STELLA, A. E.; COSTA, A. O.; VENTURA, G. F.; SCHIMMUNECH, M. S.; LIMA, D. A.; DE PAULA, E. M. N. Salmonelose aviária/Avian Salmonellosis/Salmonelosis Aviar. Research, Society and Development, v. 10, n. 4, e1910413835, 2021 DOI 10.33448/rsd-v10i4.13835
- SZMOLKA, A.; KASZANYITZKY, E.; NAGY, B. Improved diagnostic and real-time PCR in rapid screening for *Salmonella* in the poultry food chain. Acta Veterinaria. Hungria, v. 54, n. 3, p. 297-312, 2006. DOI 10.1556/AVet.54.2006.3.1
- TOZETTO, S. M. Sorotipos e tipagem molecular de isolados de *Salmonella enterica* no Paraná no período de outubro de 2002 a maio de 2004. Dissertação. Universidade Federal do Paraná. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006. 83 p.
- WANG, L. C.; ZHANG, T. T.; WEN, C.; JIANG, Z. Y.; WANG, T.; ZHOU, Y. M. Protective effects of zinc-bearing clinoptilolite on broilers challenged with *Salmonella* pullorum. Poultry science, v. 91, n. 8, p. 1838-1845, 2012. DOI 10.3382/ps.2012-02284
- ZANETTI, N. S., DE CARLI, S., SOUZA, M. N., LEHMANN, F. K. M., KIPPER, D., DIAS, K. K. R., & IKUTA, N. Molecular Detection and Characterization of *Salmonella* Gallinarum from Poultry Farms in Brazil. Journal of Applied Poultry Research, v. 28, n. 4, p. 1335-1341, 2019. DOI 10.3382/japr/pfz051
- ZIBA, M. W., BOWA, B., ROMANTINI, R., DI MARZIO, V., MARFOGLIA, C., ANTOCI, S., & POMILIO, F. Occurrence and antimicrobial resistance of *Salmonella* spp. in broiler chicken neck skin from slaughterhouses in Zambia. Journal of Veterinary Medicine and Animal Health, v. 12, 2, p. 85-90, 2020. DOI: 10.5897/JVMAH2020.0837

2.12. CAMPILOBACTERIOSE

Campylobacter spp., é uma bactéria gram-negativa da família *Campylobacteriaceae* (MORAES et al., 2013). O trato gastrointestinal do frango de carne, especialmente o ceco, é altamente colonizado por *Campylobacter*, particularmente por *C. jejuni* e *C. coli* (ROSENQUIST et al., 2006).

A Campilobacteriose é uma zoonose de distribuição mundial que afeta animais e o ser humano (OLIVEIRA; OLIVEIRA, 2013). Num estudo realizado em 26 países da União Europeia no ano de 2018, foi constatado que a zoonose que mais afetam humanos é a campilobacteriose (EFSA, 2020). Em casos de infecções por *Campylobacter*, as principais espécies *C. jejuni* e *C. coli* são as mais isoladas em casos de gastroenterite humana (ESTRELLA, 2020).

As aves são os reservatórios naturais de *Campylobacter* termofílico. Acredita-se que estão presentes em mais de 90% das galinhas, em 100% dos perus e 88% dos patos domésticos (BALIAN, 2009).

Animais infectados clínica e silenciosamente abrigam e eliminam bactérias no ambiente e atuam como uma fonte de infecção para animais não infectados e humanos suscetíveis por meio de contato direto ou indireto através de ambientes contaminados por fezes (GOPINATH et al., 2012).

Embora sejam assintomáticas, as aves são os hospedeiros naturais das espécies de *Campylobacter* (CISCO et al., 2017). O consumo de água e alimentos contaminados ou o contato com as fezes de animais infectados estão associados como as causas de muitos casos de enterite humana (MORAES et al., 2013), além do contato com animais estranhos, pessoas e utensílios carregando fezes e cama contaminada (BALIAN, 2009).

Como as aves domésticas são o principal reservatório de infecções para humanos, a Autoridade de Segurança Alimentar da Irlanda (FSAI), European Food Autoridade de Segurança (EFSA), Vigilância de Proteção à Saúde (HPSC) e a Organização Mundial da Saúde (OMS) procuram ativamente intervenções efetivas dentro da cadeia de produção avícola. Isso é particularmente importante porque estirpes de *Campylobacter* spp. são resistentes a antimicrobianos (MURPHY et al., 2018), e além disso, o ônus econômico das doenças transmitidas por alimentos em todo o mundo (EFSA; ECDC 2017).

Enquanto a maioria de *Campylobacter* spp., em frango de carne é assintomático, a infecção em alguns indivíduos pode levar a danos no revestimento gastrointestinal, causando diarreia (HUMPHREY et al., 2014; SAHIN et al., 2015). Geralmente, coloniza o ceco de espécies aviárias como microrganismo comensal, como os frangos de carne sendo um vetor particular de preocupação (HERMANS et al., 2011a; NATSOS et al., 2019). A prevalência de frangos de carne positivos para *Campylobacter* spp., varia por região, época e sistema de produção (BAHRNDORFF et al., 2013; MURPHY et al., 2018).

Portanto, em humanos a infecção por *Campylobacter* incluem sintomas do tipo febre, dor abdominal, dor muscular, diarreia (geralmente sanguinolenta), e eventualmente vômito (CISCO et al., 2017). As diarreias ocasionadas pela infecção por *Campylobacter* em países subdesenvolvidos é mais comum em meses quentes, onde afeta pessoas de todas as idades, sexo e grupos étnicos, tendo o consumo de carne de aves mal cozidas e a manipulação inapropriada destes alimentos como principal fator para a infecção (HUMPHREY et al., 2007).

A capacidade da bactéria de causar doença em humanos está associada a mecanismos de patogenicidade como motilidade, aderência, invasão e produção de toxina (CASABONNE et al., 2016; KOOLMAN et al., 2016), e são codificados por vários genes que determinam a virulência dessas bactérias (BARDON et al., 2017).

E sequelas mais sérias incluem a Síndrome de Guillain-Barré, artrite reativa e síndrome de Miller-Fisher (HERMANS et al., 2011; PEDERSEN et al., 2018), que é caracterizada por um distúrbio autoimune do sistema nervoso periférico que provoca uma paralisia com arreflexia aguda, e os pacientes também podem apresentar dificuldade para respirar necessitando do uso de ventilação mecânica, além disso a síndrome pode afetar o sistema digestivo, coração, bexiga e diafragma (YUKI; HARTUNG, 2012), e também a artrite reativa (ReA) e a síndrome do intestino irritável (HAVELAAR et al., 2012; MURRAY et al., 2012; WHO, 2012).

As amostras biológicas que podem ser colhidas são: zaragatoas de cloaca, conteúdo cecal, carcaças de frango de carne e água das linhas que constam no matadouro.

As condições de colheita e transporte de amostras destinadas à análise microbiológica de *Campylobacter* spp., devem considerar algumas características deste gênero. As amostras colhidas devem ser transportadas sob refrigeração e processadas rapidamente. As amostras íntegras, como cecos ou carcaças de frango podem ser embaladas e transportadas em sacos plásticos. Amostras naturalmente mais expostas às condições ambientais, como zaragatoas de cloaca e de arrasto, devem ser transportadas em meio de conservação, como o Ágar Cary-Blair e o caldo Peptonado Tamponado 1% (CPT) que são boas soluções como meio de transporte sólido e líquido, respectivamente, pois são de fácil acesso aos laboratórios e apresentam capacidade tamponante, que favorece a manutenção das amostras até o processamento (VAZ et al., 2012).

O diagnóstico para a detecção do microrganismo pode ser realizado por exame direto, por cultivo e isolamento, este último pode ser por plaqueamento direto ou com pré-enriquecimento. O exame direto consiste na utilização de microscópio de campo escuro ou contraste de fase das amostras fecais, colhidas até duas horas após sua evacuação, permitindo um diagnóstico presuntivo rápido quando é observada a motilidade da bactéria que apresenta tipo saca-rolha ou vaivém. Para cultivo e isolamento é requerida atmosfera de microaerofilia e meios de cultivo seletivos com antimicrobianos para inibir contaminantes (BRASIL, 2011). E por diagnóstico molecular, como a reação em cadeia da polimerase (PCR) (HASS; TORRES, 2016).

Uma nova tecnologia empregada para detecção de *Campylobacter* em amostras de enxaguadura de carcaças de frango é a metodologia que consiste em sete conjuntos de iniciadores direcionados aos genes *hipO* e *ceuE* e cinco conjuntos de iniciadores de amplificação isotérmica mediada por loop (LAMP) (MASON et al., 2019).

A biossegurança em uma exploração avícola deve abranger métodos de descontaminação apropriados desde o ponto de entrada no aviário, mantendo padrões de higiene dentro do aviário, até a retirada das aves no final do processo de criação de frangos de carne. Um guia de cinco passos com normas e recomendações em cada fase foi previamente descrito; (1) limpeza a seco; (2) limpeza/lavagem húmida; (3) desinfecção; (4) secagem; e (5) desinfestação (BURKE, 2018).

Estratégias de controle e prevenção são adotadas para minimizar a ocorrência de *Campylobacter* spp., pois é um microrganismo comensal em muitas espécies aviárias, como frangos, perus, patos e faisões. A associação de três medidas de controle pode ser

utilizada como estratégia eficaz: 1) a implementação de medidas de biossegurança como a desinfecção de equipamentos e a obrigatoriedade da utilização de medidas de higiene da equipe de trabalhadores (mãos, botas, roupas), para evitar a contaminação do lote e a transmissão do agente entre os diferentes lotes; 2) cuidados com a alimentação dos animais com o uso de substâncias inibidoras, como óleos essenciais, ácidos orgânicos, produtos derivados de plantas, prebióticos, probióticos, bacteriocinas e bacteriófagos; e 3) estratégias de imunização, por imunização passiva ou vacinação (MEUNIER et al., 2015). Bem como, o controle de pragas, como roedores e insetos e descontaminação completa de sistemas de distribuição de água potável (HERMANS et al., 2011b).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BALIAN, S. C. Campilobacteriose. In: REVOLLEDO, Liliana; FERREIRA, Antonio J. P. PATINO. Patologia Aviária. Barueri: Manole Ltda, 2009. Cap. 4, p. 34-48.
- BARDON, J.; PUDOVÁ, V.; KOLÁČKOVÁ, I.; KARPÍŠKOVÁ, R.; RÖDEROVÁ, M.; KOLÁR, M. Virulence and antibiotic resistance genes in *Campylobacter* spp. in the Czech Republic. *Epidemiologie Mikrobiologie Immunologie*, v. 66, n. 2, p. 59-66, 2017.
- BAHRNDORFF, S.; RANGSTRUP-CHRISTENSEN, L.; NORDENTOF, S.; HALD, S. Foodborne Disease Prevention and Broiler Chickens with Reduced *Campylobacter* Infection. *Emerging Infectious Diseases*, v. 19, n. 3, p. 425-430, 2013. DOI 10.3201/eid1903.111593.
- BURKE, M. *ROI Poultry Industry National Biosecurity Plan 2018*. St David's Poultry Team Ireland. Available at: <https://www.stdavids-poultryteam.ie/roi-poultry-industry-nationalbiosecurity-plan-2018>. 2018.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Manual técnico de diagnóstico laboratorial de *Campylobacter*. Secretaria de Vigilância em Saúde, Fundação Oswaldo Cruz, Laboratório de Referência Nacional de Enteroinfecções Bacterianas, Instituto Adolfo Lutz. – Brasília: Ministério da Saúde, 2011. 40 p.
- CASABONNE, C.; GONZALEZ, A.; AQUILLOI, V.; SUBILS, T.; BALAGUE, C. Prevalence of Seven Virulence Genes of *Campylobacter jejuni* Isolated from Patients with Diarrhea in Rosario. Argentina. *International Journal Infection*, v. 3, n. 4, e37727, 2016. DOI 10.17795/iji-37727
- CISCO, I. C.; TEDESCO, D.; PERDONCINI, G.; SANTOS, S. P.; RODRIGUES, L. B.; SANTOS, L. R. *Campylobacter jejuni* e *Campylobacter coli* em carcaças de frango resfriadas e congeladas. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, v.18, n. 1-6, 2017. DOI 10.1590/1089-6891v18e-42481
- EFSA. European Food Safety Authority. Technical specifications on a randomisation of sampling for the purpose of antimicrobial resistance monitoring from food-producing animals and food as from 2021. *EFSA Journal*, v. 18, n. 12, p. 1-31, 2020. DOI 10.2903/j.efsa.2020.6364
- EFSA; ECDC. The European Union Summary Report on Trends and Sources of Zoonoses, Zoonotic Agents and Food-Borne Outbreaks in 2016." *EFSA Journal*, v. 15, n. 12, p. 1-277, 2017. DOI 10.2903/j.efsa.2018.5500.
- ESTRELLA, C. G. *Campylobacter*: emergent or reemergent. *Revista Mexicana Patologia Clínica Medicina Laboratorial*. v. 67, n. 3, p.142-149, 2020. DOI 10.35366/96677
- GOPINATH, S.; CARDEN, S.; MONACK, D. Shedding light on *Salmonella* carriers. *Trends in Microbiology*, v. 20, n. 7, p. 320-327, 2012. DOI 10.1016/j.tim.2012.04.004
- HAVELAAR, A. H.; HAAGSMA, J. A.; MANGEN, M. J.; KEMMEREN, J. M.; VERHOEF, L. P.; VIJGEN, S. M. Disease burden of foodborne pathogens in the Netherlands. *International Journal Food Microbiology*, v. 156, n. 3, p. 231-238, 2012. DOI 10.1016/j.ijfoodmicro.2012.03.029
- HASS, D. J.; TORRES, A. C. D. Aplicações das técnicas de PCR no diagnóstico de doenças infecciosas dos animais. *Revista Científica de Medicina Veterinária*, v. 26, 2016.
- HERMANS, D., K. VAN DEUN, A. MARTEL, F. VAN IMMERSEEL, W. MESSENS, M. HEYNDRICKX, F. HAESEBROUCK, and F. PASMANS. Colonization Factors of *Campylobacter jejuni* in the Chicken Gut. *Veterinary Research*, v. 42, n. 1, p. 1-14, 2011a. DOI 10.1186/1297-9716-42-82.
- HERMANS, D., D. K. VAN, W. MESSENS, A. MARTEL, I. F. VAN, F. HAESEBROUCK, G. RASSCHAERT, M. HEYNDRICKX, AND F. PASMANS. *Campylobacter* control in poultry by current intervention measures ineffective: urgente need for intensified fundamental research. *Vet. Microbiol*, v. 152, n. 3-4, p. 219-228, 2011b. DOI 10.1016/j.vetmic.2011.03.010.
- HUMPHREY, T. O'BRIEN, S.; MADSEN, M. *Campylobacter* as zoonotic pathogens: A food production perspective. *International Journal of Food Microbiology*, v. 117, n. 3, p. 237-257, 2007. DOI 10.1016/j.ijfoodmicro.2007.01.006
- HUMPHREY, S.; CHALONER, G.; KEMMETT, K.; DAVIDSON, N.; WILLIAMS, N.; KIPAR, A.; HUMPHREY, T.; WIGLEY, P. *Campylobacter jejuni* Is Not Merely a Commensal in Commercial Broiler Chickens and Affects Bird Welfare." *MBio*, v. 5, 4, p. 1-7, 2014. DOI 10.1128/mBio.01364-14.
- KOOLMAN, L.; WHYTE P., BURGUESS C. BOLTON, D. Virulence gene expression, adhesion and invasion of *Campylobacter jejuni* exposed to oxidative stress (H2O2). *International Journal Food Microbiology*, v. 220, p. 33-38, 2016. DOI 10.1016/j.ijfoodmicro.2016.01.002

- MASON, M. G.; BLACKALL, P. J.; BOTELLA, J. R.; TEMPLETON, J. M. An easy-to-perform, culture-free *Campylobacter* point-of-management assay for processing plant applications. *Journal of Applied Microbiology*, v. 128, n. 3, p. 620-629, 2019. DOI 10.1111/jam.14509
- MEUNIER, M.; GUYARD-NICODÈME, M.; DORY, D.; CHEMALY, M. Control strategies against *Campylobacter* at the poultry production level: biosecurity measures, feed additives and vaccination. *Journal of Applied Microbiology*, v. 120, n. 5, p. 1139-1173, 2015. DOI 10.1111/jam.12986
- MORAES, F. C.; CRUZ, C. A.; BATISTELLA, E. C.; SOUSA, D. B.; BARTOLI, R. B. M. *Campilobacteriose* aviária com ênfase em saúde pública. *PUBVET*, v. 7, n. 20, 2013.
- MURRAY, C. J.; VOS, T.; LOZANO, R.; NAGHAVI, M.; FLAXMAN, A. D.; MICHAUD, C. Disability-adjusted life years (DALYs) for 291 diseases and injuries in 21 regions, 1990-2010: A systematic analysis for the Global Burden of Disease Study 2010. *Lancet*, v. 380, n. 9859, p. 2197-223, 2012. DOI:10.1016/S0140-6736(12)61689-4
- MURPHY, C. P.; CARSON, C.; SMITH, B. A.; CHAPMAN, B.; MARROTTE, J.; MCCANN, M.; PRIMEAU, C.; SHARMA, P.; PARMLEY, E. J. Factors Potentially Linked with the Occurrence of Antimicrobial Resistance in Selected Bacteria from Cattle, Chickens and Pigs: A Scoping Review of Publications for Use in Modelling of Antimicrobial Resistance (IAM.AMR Project). *Zoonoses and Public Health*, v. 65, n. 8, p. 957-971, 2018. DOI 10.1111/zph.12515.
- NATSOS, G.; MOUTTOTOU, N. K.; AHMAD, S.; KAMRAN, Z.; IOANNIDIS, A.; KOUTOULIS, K. C. The Genus *Campylobacter*: Detection and Isolation Methods, Species Identification & Typing Techniques. *Journal Hellenic Veterinary Medical Society*, v. 70, n. 1, p. 1327-1338, 2019. DOI 10.12681/jhvms.20337
- OLIVEIRA, A. L.; OLIVEIRA, R. B. P. Enumeração de *Campylobacter* spp. e presença de *Campylobacter jejuni* em carcaças de frango no Estado de Minas Gerais. *Ciência Rural*, v. 43, n. 3, p. 480-484, 2013. DOI 10.1590/S0103-84782013005000007
- PEDERSEN, S. K.; WAGENAAR, J. A.; VIGRE, H.; ROER, L.; MIKOLEIT, M.; AIDARA-KANE, A.; CAWTHORNE, A. L.; AARESTRUP, F. M.; HENDRIKSEN, R. S. 2018. Proficiency of WHO Global Foodborne Infections Network External Quality Assurance System Participants in the Identification and Susceptibility Testing of Thermo-Tolerant *Campylobacter* spp. From 2003-2012. *Journal of Clinical Microbiology*, v. 56, n. 11, p. 1-9, 2018. DOI 10.1128/JCM.01066-18.
- ROSENQUIST, H.; SOMMER, H. M.; NIELSEN, N. L.; CHRISTENSEN, B. B. The effect of slaughter operations on the contamination of chicken carcasses with thermotolerant *Campylobacter*. *International Journal of Food Microbiology*, v. 108, n. 2, p. 226-232, 2006. DOI 10.1016/j.ijfoodmicro.2005.12.007
- SAHIN, O.; KASSEM, I. I.; SHEN, Z.; LIN, J.; RAJASHEKARA, G.; ZHANG, Q. *Campylobacter* in Poultry: Ecology and Potential Interventions. *Avian Diseases* 59 (2): 185-200, 2015. DOI 10.1637/11072-032315-Review.
- VAZ, C. S. L.; VOSS-RECH, D.; POZZA, J. S.; SANTOS, F. B. O.; COLDEBELLA, A.; SILVA, V. S. Dynamics of thermophilic *Campylobacter* colonization in broiler flocks reared on reused litter. *Congress World's Poultry Science*, Salvador, Brasil, p. 5-9, 2012.
- WHO 2012. The globalview of *Campylobacteriosis*. Report of na expert consultation. World Health Organization, Geneva. www.who.int/iris/bitstream/10665/80751/1/9789241564601_eng.pdf.
- YUKI, N.; HARTUNG, H.P. Guillain-Barré Syndrome. *The new england journal of medicine*, v. 366, n. 24, p. 2294-2304, 2012. DOI 10.1056/NEJMra1114525

2.13. COCCIDIOSE

A coccidiose é uma doença infecciosa que impacta a economia, por isso é tratada com uma doença de grande importância da avicultura industrial mundial. É uma protozoose, causada por protozoários, dos quais são pertencentes aos gêneros *Eimeria* spp. e *Isospora* spp., que são destacados por afetarem aves em maior frequência (MARTINS, 2019).

Os coccídios consistem em uma grande variedade de parasitas unicelulares no subgrupo de protozoários do filo Apicomplexa. Como um grupo, coccidia do gênero *Eimeria* (família *Eimeridae*) são espécies específicas, e infectam uma única espécie hospedeira ou um grupo de hospedeiros relacionados (MÜLLER; HEMPHILL, 2014).

Existem nove espécies de eimerias que parasitam as aves, *E. acervulina*, *E. máxima*, *E. tenella*, *E. necatrix*, *E. brunetti*, *E. praecox*, *E. hagani*, *E. mivati* (MCDUGALD, 2003; ABDELAZIZ, 2011; TOLEDO et al., 2011), porém somente sete espécies, *E. acervulina*, *E. praecox*, *E. maxima*, *E. mitis*, *E. necatrix*, *E. tenella* e *E. brunetti* têm a galinha como único hospedeiro natural e, portanto, são consideradas válidas. Dentre as espécies citadas, *E. acervulina*, *E. maxima* e *E. tenella* são consideradas as mais importantes para a indústria avícola, devido a sua onipresença nas explorações, patogenicidade inata e características imunológicas (CARDOZO; YAMAMURA, 2006).

A coccidiose aviária apresenta distribuição global, com focos em todos os continentes e acompanha o desenvolvimento da avicultura em todo o mundo (BOWMAN et al., 2010).

Geralmente a doença ocorre quando os protozoários se instalam ao longo do epitélio intestinal das aves, e a transmissão é dada pela ingestão de oocistos esporulados que normalmente estão presentes na ração, água e nas camas de frango (MELO, 2013).

E o processo de infecção inicia-se com a ingestão de oocistos esporulados (sua forma infecciosa); dependendo da espécie a infecção pode causar deficiência na absorção de nutrientes, redução nas taxas de crescimento e, no caso das espécies mais patogênicas, aumento da mortalidade (CHAPMAN et al., 2014).

Os sinais clínicos da coccidiose variam conforme as espécies de coccídios envolvidas na infecção, algumas espécies patogênicas causam diarreia que varia de mucoide a sanguinolenta, desidratação, penas arrepiadas, anemia, despigmentação da pele e prostração, dentre outros sinais clínicos (ALLEN; FETTERER, 2002).

Existem três espécies em frangos de carne: *E. acervulina*, que se desenvolve no epitélio da região proximal do intestino delgado, principalmente o duodeno (KANT et al., 2013), *E. maxima*, que tem como alvo a região intermediária do intestino e é facilmente reconhecível devido ao tamanho de seus oocistos (o maior), e *E. tenella*, que infecta o ceco e causa diarreia sanguinolenta (CONWAY; MCKENZIE, 2007).

É importante associar as lesões macroscópicas, sinais clínicos e indicador de mortalidade em aves infectadas pelas principais espécies de *Eimeria*:

E. acervulina em aves infectadas é possível encontrar macroscopicamente pontos esbranquiçados transversais no duodeno, nos casos mais graves o jejuno é afetado, ocorrendo formação de muco e perda das vilosidades intestinais (ITO et al., 2004; KAWAZOE, 2009), sendo a principal sintomatologia apresentada no lote de aves infectadas, a perda do ganho de peso. Dessa forma, ocorre mortalidade elevada caso ocorra infecção severa (KAWAZOE, 2009).

E. maxima, as lesões provocadas pela infecção são avaliadas devido à quantidade de petéquias, muco e espessamento da parede intestinal, sendo separadas e classificadas de 1 a 4 pontos, sendo o 1: representado por conteúdo mucoide alaranjado na parte final do jejuno e início do íleo; 2: jejuno e início do íleo distendidos e presença de conteúdo alaranjado; 3: espessamento de jejuno e íleo com presença de petéquias visíveis na zona serosa; 4: região do íleo e jejuno com parede espessada e abaulada, com presença de sangue e material laranja-achocolatado.

As aves apresentam redução de peso, aumento da conversão alimentar, petéquias na camada serosa do jejuno e íleo, inapetência e despigmentação cutânea (ITO et al., 2004), e queda no ganho de peso, elevada morbidade, diarreia e, raramente, mortalidade (IDRIS et al., 1997; ZULPO et al., 2007).

E. tenella, as lesões na mucosa ocorrem com mais profundidade no ceco, de tal maneira que é considerado o agente patogênico que provoca os maiores danos às aves (PINHEIRO et al., 2014). Com características de fezes sanguinolentas, mortalidade elevada, perda de peso expressivo e perda da pigmentação da pele (ITO et al., 2000).

O diagnóstico da doença pode ser feito ao nível de campo e laboratorial sendo baseado nos achados macroscópicos e confirmado microscopicamente, para a sua realização, deve-se selecionar ao acaso um grupo de animais do pavilhão, os quais serão sacrificados e submetidos à necropsia (KAWAZOE, 2000).

Podendo ser realizado para identificar a coccidiose subclínica por meio da contagem de oocistos da mucosa intestinal, colhido durante as necropsias de aves e determinação de graus de lesão (ADORNO, 2013).

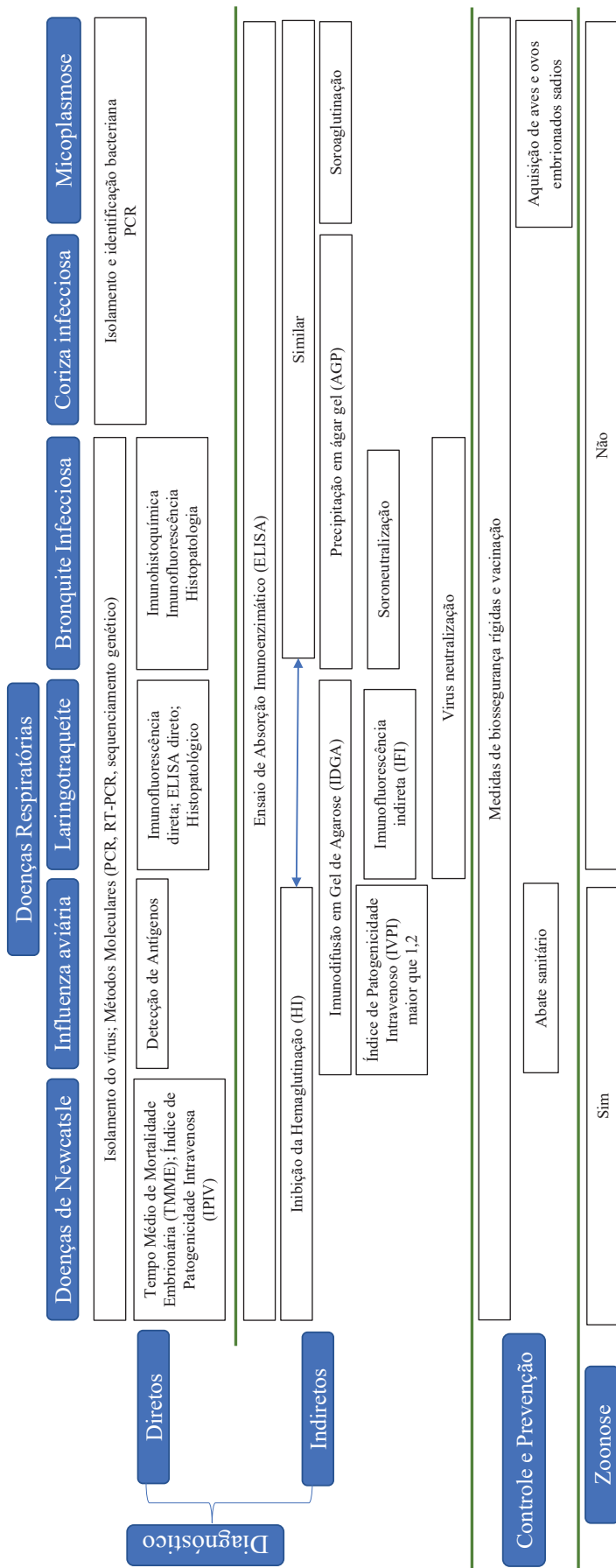
Entretanto, os métodos clássicos de avaliação de infecções por *Eimeria* que incluem diagnóstico macroscópico com a observação de sinais clínicos em animais infectados, a localização e aparência das lesões macroscópicas durante a necropsia; e diagnóstico microscópico, que se concentra em avaliar o tamanho e forma dos oocistos (CONWAY; MCKENZIE, 2007).

E com as raspagens da mucosa intestinal que podem ser realizadas para avaliar a presença e forma de oocistos (BARRIOS et al., 2017). Normalmente, a classificação da lesão intestinal é complementado com contagens de oocistos por grama (OPG) de fezes ou cama de frango pela técnica de McMaster (BORTOLUZZI et al., 2018). E o método computacional chamado COCCIMORPH que utiliza a morfologia do oocisto na identificação de espécies de *Eimeria* (CASTANÃO et al., 2007). E também com as técnicas de biologia molecular que oferecem maior precisão diagnóstica, como por exemplo a reação em cadeia da polimerase (PCR) (YOU, 2014).

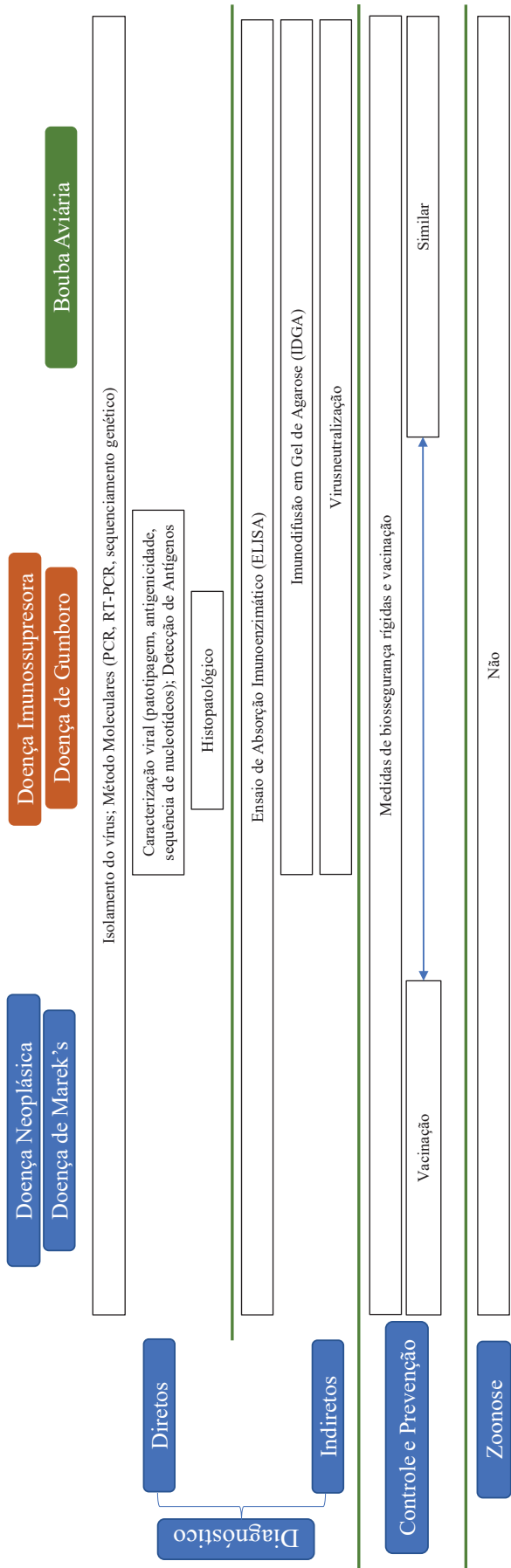
A prevenção e o controle da coccidiose baseiam-se no uso de vacinas, aditivos naturais para rações, anticoccidianos profiláticos, e melhores práticas de manejo nas explorações. Alguns benéficos práticos incluem a limpeza e desinfecção das instalações, ventilação adequada e água limpa, que contribuem manter as condições de cama e minimizar a esporulação de oocistos (PEEK et al., 2011).

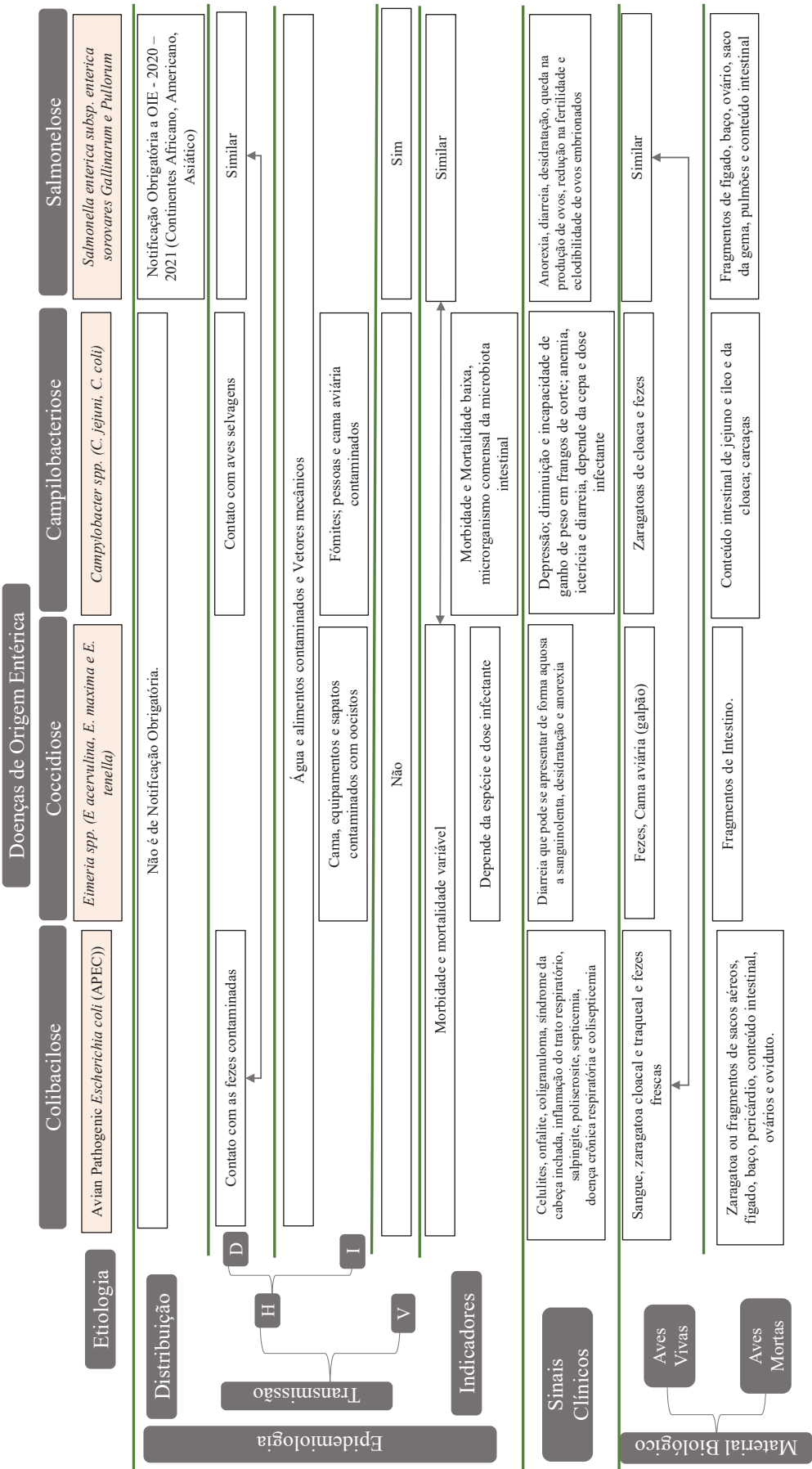
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABBAS, R. Z.; IQBAL, Z.; KHAN, A.; SINDHU, Z.; KHAN, J. A.; KHAN, M. N.; RAZA, A. Options for integrated strategies for the control of avian coccidiosis. *International Journal of Agriculture & Biology*, v.14, n. 6, p. 1014-1020, 2012.
- ABDELAZIZ, I. A. Overdosing of the ionophore anticoccidial seniduramicin induces unrecoverable performance depression associated with striated muscle lesions. *Global veterinária*, v. 6, n. 6, p. 567-574, 2011.
- ADORNO, F. C. Situação da coccidiose aviária dos últimos 5 meses, nos estados de SP e MG. 2013. Disponível em: http://www.avisite.com.br/cet/img/20130418_trabalho.pdf
- ALLEN P. C., FETTERER R. H. Recent advances in biology of *Eimeria* species and diagnosis and control of infection with these coccidian parasites of poultry. *Clinical microbiology reviews*, v. 15, n. 1, p. 58-65, 2002. DOI 10.1128/CMR.15.1.58-65.2002
- BARRIOS, M. A.; DA COSTA, M.; KIMMINAU, E.; FULLER, L.; CLARK, S.; PESTI, G.; BECKSTEAD, R. Relationship between broiler body weights, *Eimeria maxima* gross lesion scores, and microscores in three anticoccidial sensitivity tests. *Avian Diseases*, v. 61, n. 2, p. 237-41, 2017. DOI 10.1637/11518-102116-Reg1
- BORTOLUZZI, C.; PARAS, K. L.; APPLGATE, T. J.; VEROCAI, G. G. Comparison between McMaster and mini-FLOTAC methods for the enumeration of *Eimeria maxima* oocysts in poultry excreta. *Veterinary Parasitology*, v. 254, p. 21-25, 2018. DOI 10.1016/j.vetpar.2018.02.039
- BOWMAN, D. D. *Parasitologia Veterinária de Georgis*. 9ª ed. Elsevier, 2010.
- CASTANÓN, C. A.; FRAGA, J. S.; FERNANDEZ, S.; GRUBER, A.; COSTA, L. D. F. Biological shape characterization for automatic image recognition and diagnosis of protozoan parasites of the genus *Eimeria*. *Pattern Recognition*, v. 40, n. 7, p. 1899-1910, 2007. DOI:10.1016/j.patcog.2006.12.006
- CARDOZO, S. P.; YAMAMURA, M. H. Identificação de espécies de *Eimeria* sp. E avaliação do escore de lesões intestinais entre frangos vacinados e tratados com anticoccidiano, produzidos no sistema colonial/caipira. *Semina: Ciências Agrárias*, v. 27, n. 2, p. 261-279, 2006. DOI:10.5433/1679-0359.2006V27N2P261
- CHAPMAN, H. D.; JEFFERS, T. K.; WILLIAMS, R. B. Forty years of monesin for the control of coccidiosis in poultry. *Poultry science*, v. 89, n. 9, p. 1788-801, 2010. DOI 10.3382/ps.2010-00931
- CONWAY, D. P.; MCKENZIE, M. E. *Poultry Coccidiosis: Diagnostic and Testing Procedures*. London: John Wiley & Sons. (2007).
- IDRIS, A. B.; BOUNOUS, D. I.; GOODWIN, M. A.; BROWN, J.; KRUSHINSKIE, E. A. Quantitative pathology of small intestinal coccidiosis caused by *Eimeria maxima* in young broilers. *Avian Pathology*, v. 26, n. 4, p. 731-747, 1997. DOI 10.1080/03079459708419249
- ITO, N.; MIYAJI, I.; LIMA, E.; OKABAYASHI, S. Saúde gastrointestinal, manejo e medidas para controlar as enfermidades gastrointestinais. In: *Produção de frango de corte*. Campinas – SP, FACTA, cap. 13, p. 237-248, 2004.
- KAWAZOE, U. Coccidiose In *Doença das Aves*; Campinas, FACTA, 2000, p. 391-405.
- KAWAZOE, U. Coccidiose. In: BERCHIERI JUNIOR, A.; SILVA, E. N.; FABIO, J. D. I.; SESTI, L.; ZUANAZE, M. A. F. *Doenças das aves*. 2 ed. Campinas: FACTA, 2009.
- MARTINS, I. V. F. *Parasitologia veterinária [recurso eletrônico]*. 2 ed. Vitória: EDUFES, 320 p. 2019. Disponível em: <http://repositorio.ufes.br/bitstream/10/11421/1/parasitologia-veterinaria_livrodigital.pdf>.
- MACDOUGALD, L. R. Coccidiosis. In: SAIF, Y. M.; BARNES, H. J.; GLISSON, J. R.; MACDOUGALD, L. R.; SWAYNE, D. E. *Diseases of Poultry*. 11. ed. Ames: Iowa State Press, 2003. p. 974-985.
- MELO, L. F. Doenças de aves silvestres e domésticas diagnosticadas na Paraíba. Trabalho de conclusão de Curso (Medicina Veterinária) – Universidade Federal de Campina Grande, Campina Grande – PB, 48 p. 2013.
- MÜLLER, J.; HEMPHILL, A. In vitro culture systems for the study of apicomplexan parasites in farm animals. *International journal for parasitology*, v. 43, n. p. 115– 24, 2013. DOI 10.1016/j.ijpara.2012.08.004
- PEEK, H. W.; LANDMAN, W. J. M. Coccidiosis in poultry: anticoccidial products, vaccines and other prevention strategies. *Veterinary Quarterly*, v. 31, n. 3, p. 143–61, 2011. DOI 10.1080/01652176.2011.605247
- PINHEIRO, B.; DA SILVA, A.; CAVALCATE, M.; MENDONÇA, I.; CONDE JÚNIOR, A. Coccidiose em Frangos de Produção. *Revista Científica de Medicina Veterinária*. Ano XII, Número 22. 2014.
- TOLEDO, G. A.; ALMEIDA, J. D. M.; ALMEIDA, K. S.; FREITAS, F. L. C. Coccidiosis in broiler chickens raised in the Araguaína region, state of Tocantins, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, v. 20, n. 3, p. 249-252, 2011. DOI 10.1590/S1984-29612011000300014
- YOU, M. J. Detection of four important *Eimeria* species by multiplex PCR in a single assay. *Parasitology International*, v. 63, n. 3, p. 527-32, 2014. DOI 10.1016/j.paprint.2014.01.006
- ZULPO, D. L.; PERETTI, J.; ONO, L. M.; LONGHI, E.; OLIVEIRA, M. R.; GUIMARÃES, I. G.; HEADLEY, S. A.; GUIMARÃES JUNIOR, J. SILVA.; GARCIA, J. L. Pathogenicity and histopathological observations of commercial broiler chicks experimentally infected with isolates of *Eimeria tenella*, *E. acervulina* and *E. maxima*. *Semina: Ciências Agrárias*, v. 28, n. 1, p. 97-104, 2007.



Epidemiologia	Distribuição	Etiologia	Doença Neoplásica	Doença Imunossupressora	Bouba Aviária		
			Doença de Marek's	Doença de Gumboro			
			Gallid herpesvirus 2 (GaHV-2)	Gallid herpesvirus 2 (GaHV-2)	Avianpoxvirus (Fowlpox virus)		
			Não é de Notificação Obrigatória Reconhecida mundialmente, mas com escassez de dados	Notificação Obrigatória a OIE - 2020 – 2021 (Continentes Africano, Americano, Asiático e Europeu)	Não é de Notificação Obrigatória Distribuição mundial		
			Contato com partículas virais Aerossóis	Contato com fezes contaminadas	Aerossóis e inalação de partículas virais Infecção da conjuntiva ocular		
Transmissão	Indicadores	Sinais Clínicos	Material Biológico	I	Água e alimentos contaminados; fômites; pessoas e vetores mecânicos	Água e alimentos contaminados; canibalismo e vetores mecânicos	
				D	Inalação de poeira contaminada e inalação de partículas virais presentes em descamações da pele ou foliculos das penas		
				H			
				V			
Indicadores	Sinais Clínicos	Material Biológico	Aves Vivas	Aves Mortas	Morbidade e Mortalidade Alta	Morbidade Alta e Mortalidade variável	Morbidade variável Mortalidade baixa, mas se houver apresentação da forma diftérica e infecção bacteriana secundária, pode ser alta
					Síndrome paraltica (paralisia de pernas, asas e pescoço); irregularidade da pupila, cegueira (envolvimento da íris), síndrome linfoproliferativa de células T e formação de linfoma, atrofia de Bursa de Fabricius e timo	Em galinhas jovens (prostração, diarreia, anorexia, penas eriçadas, morte súbita); - Depleção linfóide da bursa de Fabricius; - Depressão do sistema imune favorece infecções secundárias; Retardo no crescimento da ave e diminuição na capacidade de resposta a vacinas	Forma cutânea e diftérica Nódulos cutâneos; secreções respiratórias e oculares; edema; presença de placas diftéricas no sistema respiratório superior e esôfago; diminuição na produção e retardo no crescimento.
					Sangue	Soro sanguíneo	
					Bursa de Fabricius e baço	Nódulos cutâneos e tecidos com placas diftéricas	
					Fragmentos de tumores e órgãos (Baço, fígado, pele, pulmões, nervos, proventrículo)		





11.

CÁLCULO DO CUSTO DE PRODUÇÃO DE FRANGOS DE CARNE E DE OVOS

ÓSCAR MATEUS¹, HÉLDER QUINTAS², ADRIANO GERALDO³

1 Instituto Marquês Valle de Flôr, Portugal

2 Centro de Investigação de Montanha, Instituto Politécnico de Bragança, Portugal

3 Instituto Federal de Minas Gerais, Campus Bambuí, Brasil

No sistema de produção de aves para carne ou para ovos o cálculo dos custos de produção é essencial para que o produtor possa saber o que está a acontecer, em cada momento, na sua produção de aves e qual será o resultado deste sistema (i.e., lucro ou prejuízo).

Para que o produtor possa calcular os custos, é essencial que se tenha um formulário/tabela no aviário ou no escritório para o registo dos custos fixos e variáveis que serão gerados no dia-a-dia da exploração, para então calcular e saber se o sistema está a gerar lucros ou prejuízos. Nesse formulário deve ser registrado o número de aves que foram recebidas, a data de recebimento, a origem das aves, vacinas administradas na incubadora, peso médio das aves antes de serem soltas no aviário (ex. pesar uma amostra de, no mínimo, 100 aves para se fazer o cálculo do peso), quantidade e tipo de ração recebida durante a criação, vacinações realizadas (ex. anotar a data da realização, forma de administração, lote da vacina, data de validade e demais dados), quantidade de aves que morreram no dia e possível causa, quantidade de água consumida pelas aves (i.e., aferida diariamente através de um hidrômetro instalado na saída de água para as aves), algum incidente que aconteça (i.e., falta de energia elétrica, mal funcionamento do aquecimento, etc.), média de peso de uma amostra de aves a cada semana (ex., pesar uma amostra mínima de 100 aves colhida em vários pontos do aviário para comparar com o peso recomendado pelo manual da linhagem nesta idade) e outros dados.

Custos fixos: Instalações e equipamentos:

Os custos fixos são aqueles relacionados aos recursos utilizados no sistema produtivo, mas que não são incorporados totalmente ao produto, é calculado apenas a desvalorização dos mesmos, considerando o desgaste e desvalorização pelo uso. Além disso, eles acontecerão independentemente do volume de produção. Normalmente os custos fixos não acarretam despesas a longo prazo, e no curto prazo a despesa não acontece de forma direta e sim, de forma estratégica por meio das retiradas dos valores da desvalorização.

Como custos fixos podemos considerar a remuneração da mão de obra familiar permanente, depreciações de máquinas, equipamentos e instalações utilizados na produção de aves ou ovos e o custo de oportunidade do dinheiro investido em bancos caso não estivesse na atividade avicultura.

Os dados de instalações e equipamentos é mais trabalhoso num primeiro momento e varia muito de acordo com o tamanho do aviário e o nível tecnológico. Os pequenos produtores geralmente utilizam materiais de construção alternativos que reduzem os custos da construção dos seus aviários. O cálculo destes custos, tem como vantagem o facto de estes dados não variarem com muita frequência, bastando para novos cálculos futuros apenas atualizar os preços.

A desvalorização dos bens é um custo que não gera para o produtor despesa imediata, mas exige que, de tempos em tempos, novos bens sejam adquiridos para substituir

aqueles que esgotaram a sua vida útil. Assim, essas retiradas dos valores da desvalorização precisam de ser estratégicas: o produtor retira o valor, investe-o como rendimento e quando houver necessidade de comprar novos recursos ou substituir os já existentes por outros mais atualizados e adequados, já vai ter uma reserva de recursos financeiros, evitando assim, a necessidade de um empréstimo e o gerar uma nova dívida. Uma instalação para aves tem em média 25 anos de vida útil (i.e., pavilhão, parte elétrica, cercas, caixa de água e outros).

Para os itens de equipamentos há uma variação no tempo de vida útil (desvalorização), variando de 3 anos (ex., lona preta para fermentação da cama), 8 anos (ex., cortinas de ráfia para vedação lateral do aviário e fornalha a lenha para aquecimento dos pintinhos), 10 anos (ex., carrinho para transporte de ração, carrinho revirador de cama, queimador de penas, canos PVC para deslizamento das caixas com os frangos de dentro do aviário até ao camião) e 15 anos (ex., estrutura para forrar e fixação das cortinas laterais, comedouros tubulares e infantis, bebedouros tipo *nipple*, nebulizador, exaustor, painel de controlo, etc.).

Para fins de elaboração do formulário de custos para o cálculo do custo de produção de frangos para abate ou ovos para consumo devemos considerar os seguintes custos fixos:

- Desvalorização das instalações: é calculado em função do valor das instalações de cada um dos itens descritos dividido pelo tempo médio de vida útil do item desvalorizado.
- Desvalorização dos equipamentos: é calculado em função do valor dos equipamentos de cada um dos itens descritos e o tempo médio de vida útil do item desvalorizado.

Na avicultura de aptidão carne, a desvalorização habitualmente representa 25% do custo total de produção.

Adicionalmente devem ser considerados como custos fixos pelo produtor:

- Remuneração do capital (i.e., custo de oportunidade): É definido como o retorno que o capital utilizado na atividade agropecuária estaria a proporcionar se fosse aplicado em outras alternativas. Pode levar-se em consideração as taxas de juros correntes. Este custo é calculado no “custo de produção” para que o produtor possa avaliar as melhores alternativas para investir os seus recursos.
- Remuneração mensal com os encargos sociais para a mão de obra (i.e., dependendo do tamanho da exploração e da forma de organização considera-se como mão-de-obra o funcionário que cuida do aviário, quem fabrica a ração, quem classifica e transporta os ovos, etc.).

O ideal é que o produtor faça uma reserva (poupança) baseando-se no valor de novo e de desvalorização dos bens para, quando for necessário, substituí-los, evitando o descontrolo financeiro para conseguir pagar os custos.

Para o cálculo dos custos de instalações (custo por unidade) devemos considerar os seguintes:

- Construção do pavilhão de criação que varia dos mais tecnológicos aos mais simples utilizando materiais alternativos/tradicionais para a redução de custos (incluindo materiais e mão-de-obra para sua confecção);
- Terraplanagem do terreno para iniciar a construção;
- Cercas em torno do aviário (para evitar a entrada de animais e pessoas);

- Pequeno escritório com casa de banho – em pequenas criações, o produtor pode disponibilizar um pequeno espaço na sua própria casa. Já em sistemas de produção comercial, geralmente constrói-se um espaço de 3,0 x 3,0 m;
- Arco para desinfecção de camiões e outros veículos, para evitar a entrada de doenças – muito utilizado em produções comerciais como barreira contra a entrada de agentes patogénicos na exploração;
- Instalação elétrica no aviário e na região circundante (custos com mão de obra e materiais);
- Caixas de água e instalação hidráulica (ex., em grandes aviários de frangos de carne acima de 19 mil aves utiliza-se uma caixa de água de 10.000 e uma de 1.000 litros para se realizar a vacinação). É importante lembrar que a caixa de água deve estar protegida contra a incidência direta da radiação solar, para não aquecer a água da bebida das aves.
- Compostor para colocação das aves mortas (em grandes criações considera-se a construção de um compostor de 4 baias longe dos aviários);
- Outros custos que possam se encaixar neste item.

Para o cálculo dos custos dos equipamentos devemos considerar:

- Revestimento do teto do pavilhão com lonas de ráfia (cálculo em m² de lona);
- Estrutura de madeira e arames para a fixação da lona para revestimento do teto do aviário (cálculo em unidade);
- Cortinas laterais do pavilhão (lonas de ráfia) para controle da ventilação e temperatura interna do aviário (cálculo em total de m² de lona);
- Estrutura de madeira, arames e roleta para controle da subida e descida das cortinas laterais (cálculo em unidade por pavilhão);
- Estrutura de madeira para fixação de telas metálicas contra a entrada de pássaros nos portões e laterais do aviário (cálculo em unidade por pavilhão);
- Aquisição das gaiolas em material aramado para a cria e recria de frangas e gaiolas para produção de ovos utilizadas para aves de postura em regiões onde a criação em gaiola não foi banida;
- Telas metálicas com abertura de malha máxima de 2,54 cm para o fechamento de portões e laterais do aviário contra a entrada de pássaros no aviário (cálculo em unidade por pavilhão);
- Quantidade de comedouros de tipo tubulares ou automáticos (unidade);
- Quantidade de comedouros tubulares infantis ou automáticos (unidades);
- Quantidade de ninhos manuais ou automáticos para aves de postura (unidades);
- Carrinho para distribuição manual da ração nos comedouros (unidade);
- Quantidade de bebedouros tipo *nipple* (chupeta) ou bebedouros tipo pendulares (unidades);
- Equipamento para debicagem das aves (usado apenas para produtores de frangas para postura) (unidade);
- Vacinadora automática para vacinação de frangas de postura (unidade);
- Silo para armazenamento de ração (unidade). Os pequenos produtores podem armazenar a ração em sacos sobre estrados de madeira e afastados de paredes para

não absorver a humidade, reduzindo este custo, mas há o problema de infestação por ratos e outras pragas;

- Distribuição primária da ração até o aviário (unidade);
- Sistema de aquecimento de pintinhos (há vários modelos utilizados no mercado que pode ser a lenha, a gás, elétrica ou outro modelo) – (unidades);
- Lona preta de 200 micras para cobrir a cama para o processo de fermentação em caso de reutilização da cama - (m^2);
- Canos de PVC para deslocamento das caixas do interior do aviário até o camião de transporte para frangos de carne (unidade);
- Queimador de penas para a limpeza do aviário (unidade);
- Nebulizador de média pressão para aviários mais tecnológicos com controle do ambiente (unidade);
- Exaustores para aviários mais tecnológicos com controle do ambiente (unidade);
- Ventiladores para aviários convencionais para minimizar os efeitos do stress por calor em regiões quentes (unidades);
- Painel de comando para aviários mais tecnológicos com controle do ambiente (unidade);
- Termo-higrómetro digital (aferição da temperatura e humidade dentro do aviário) para aviários mais tecnológicos com controle do ambiente (unidade);
- Termómetro de aferição da temperatura máxima e mínima (unidade);
- Chapas de Eucatex para a montagem dos círculos de proteção nos primeiros dias dos pintinhos (unidade);
- Batedor (revirador) de cama de aviário (unidade);
- Outros custos que possam se encaixar neste item.

Custo variáveis: ração, cama, mão-de-obra, etc.

Os custos variáveis, como o próprio nome diz, oscilam de acordo com o volume de produção e o preço de mercado do produto e estão sob o controlo do produtor. Os custos variáveis exigem uma despesa imediata dos recursos financeiros, uma vez que são necessários para a utilização no ciclo de produção.

Como custos variáveis temos a ração, concentrados, antibióticos, vacinas, desinfetantes, materiais adquiridos para uso como cama de aviário e itens de aquecimento (i.e., lenha, gás ou energia elétrica). É interessante frisar que quanto maior é número de animais criados, maior será a exigência por estes itens dos custos variáveis. A energia elétrica é um item que se comporta como custo fixo ou como custo variável, uma vez se o pavilhão estiver fechado e sem animais haverá um custo mínimo a ser pago pelo produtor (custo fixo), mas se houver animais o custo irá aumentar, tornando-se assim um custo variável.

Para o cálculo dos custos variáveis devemos considerar:

- Aquisição dos pintinhos de carne ou de postura (unidades);
- Ração para alimentação das aves (corresponde de 70 a 80% do custo total de produção das aves) – (unidade em kg ou t);
- Custo com o transporte da ração até os aviários (unidade);

- Custo com o transporte de ovos até o mercado (unidades);
- Custo com medicação em caso de doenças (valores em unidade);
- Custo com vacinas para prevenção de doenças (valores em unidade);
- Serragem para cama das aves (unidade em m3, kg ou t);
- Gás para utilização no queimador de penas (unidade em botijão de 13 kg);
- Quantidade de lenha para o aquecimento das aves caso se utilize fornalha (unidade em m3 de lenha);
- Energia elétrica para iluminação do aviário ou aquecimento caso utilize aquecedor elétrico (unidade em kWh/mês);
- Água para abeberamento das aves (unidade – litros);
- Cal para pintura e desinfecção;
- Desinfetantes para eliminação de agentes patogênicos do ambiente (unidade – litros);
- Mão-de-obra temporária para o manejo das aves (unidade – salário/mês);
- Custo para apanha e carregamento das aves;
- Custo para limpeza e desinfecção do aviário;
- Custo com equipamentos de proteção individual durante o período de criação (unidade);
- Custo com manutenção do aviário (conserto de comedouros, bebedouros, cercas, etc.);
- Custo para aquisição das bandejas para armazenamento de ovos (aves de postura) (unidade);
- Número de solicitações de assistência técnica durante o período de criação (unidade);
- Custo com o transporte das aves ou dos ovos (depende da forma de produção, pois produtores integrados e cooperados estão livres deste custo);
- Seguro das instalações para fins de se evitar algum imprevisto, como vendaval, incêndios, etc. (unidade)
- Outros (incluindo gastos com telefone);

Receitas provenientes da atividade

Para o cálculo da receita proveniente da atividade, consideramos os seguintes pontos:

- Valor recebido na entrega do lote de frangos de carne ao final do ciclo de produção: considera-se como ciclo de produção o período de limpeza e desinfecção (10 dias) e vazio sanitário (10 dias) e período de criação (média de 45 dias), totalizando 65 dias o ciclo de produção;
- Receita com a venda de ovos para consumo;
- Receita com a venda da cama de frango que vai ser retirada dos pavilhões e pode ser utilizada como adubo em lavouras;
- Receita com a venda de galinhas poedeiras que serão descartadas devido ao avanço da idade e queda nos índices produtivos.

Para o apuramento dos custos de produção e dos possíveis lucros ou prejuízos da atividade, disponibilizamos um formulário utilizado pela Embrapa Suínos e Aves utilizada para se calcular o custo de produção de um lote de frangos de carne.

RESULTADO COM A PRODUÇÃO DE FRANGO DE CARNE

Local e Data _____

Nome da região ou propriedade _____

Data (mês/ano) _____

CUSTOS DE PRODUÇÃO DE FRANGO DE CARNE	
Local e Data	
Nome da região ou propriedade	
Data (mês/ano)	
Custos Fixos	\$ / Lote
Desvalorização das instalações	
Desvalorização dos Equipamentos	
Total Desvalorizações	
Remuneração Capital Investido (custo de oportunidade)	
Total Remuneração Capital	
Total Custos Fixos	
Custos Variáveis	\$ / Lote
Maravalha - Lote Inicial	
Maravalha para área de alojamento	
Gás para queimar penas (botijão de 13 kg)	
Lenha	
Energia Elétrica	
Cal	
Mão-de-Obra	
Carregamento	
Limpeza do Aviário	
Equipamentos de Proteção Individual	
Manutenção	
Seguro Instalações	
Outros (Incluindo gastos com telefone)	
Total Custos Variáveis	
Custo Operacional	

Receitas	\$ / Lote	\$ / Frango
Valor recebido na entrega do lote		
(+) Receita com venda da Cama		
(+) Consumo de frangos		
(=) Total Receitas (A)		
Custos variáveis sem mão-de-obra (B)		
Saldo (C = A - B)		
Custos variáveis com mão-de-obra (D)		
Margem Bruta (E = A - D)		
Desvalorização (F)		
Saldo / Custo Operacional (G = E - F)		
Remuneração do Capital Investido (H)		

Como os custos são variáveis de uma região para outra, caso se deseje fazer o cálculo completo dos custos de produção de frangos de carne, recomendamos que se utilize a tabela de cálculo em modelo Excel disponibilizada pela Embrapa Suínos e Aves (2009) no sítio: <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/579280/planilha-para-o-calculo-do-custo-do-produtor-de-frango-de-corte>.

Em seguida apresenta-se a tabela da Embrapa Suínos e Aves utilizada para se calcular o custo de produção de ovos.

Itens de Custo	\$ / Poedeira	\$ / Dúzia
1. Custos Variáveis (A)		
1.1 - Pintainhas		
1.2 - Ração		
1.3 - Aquecimento das aves		
1.4 - Energia Elétrica		
1.5 - Água		
1.6 - Produtos Veterinários		
1.7 - Transportes		
1.8 - Mão de Obra Aviários, Adm, F. Ração e Manut.		
1.9 - Mão de Obra Classificadora		
1.10 - Embalagens		
1.11 - Manutenção das Instalações		
1.12 - Seguro		
1.13 - Assistência Técnica		
1.14 - Funrural		
1.15 - Eventuais		
(=) Total dos Custos Variáveis		
2. Custos Fixos (B)		
2.1 - Desvalorizações		
2.1.1 - Desvalorização das Instalações		
2.1.2 - Desvalorização dos Equipamentos		
Total Desvalorizações		
2.2 - Outros Custos Fixos		
2.2.1 - Remun. s/ Capital Médio p/ Inst. e Equipto.		
2.2.2 - Remuneração s/ Capital de Giro		
Total Outros Custos Fixos		
(=) Total dos Custos Fixos		
(=) Custo Total (A + B)		
Custo por caixas de ovos com 30 dúzias		
Resultado Final	ovos	Por Caixa
Custo		
Receita - vendas de ovos		
Receita - venda de esterco		
Receita - venda de descartes		
Saldo		

Obs: caixa de ovos com 30 dúzias cada

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Giroto, A.F. Planilha para o cálculo do custo do produtor de frango de corte Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, 2009.
16 p. ISSN 0101-6245

A Ação *Ianda Guiné! Galinhas*, é implementada pela ONG italiana Mani Tese, pelo Instituto Marquês de Valle Flôr (IMVF), pela ONG guineense Asas de Socorro e pela Universidade de Turim, com o apoio da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Bragança, no âmbito da Ação *Ianda Guiné!*, um programa da União Europeia desenvolvido em parceria com oito ações complementares, coerentes e harmonizadas que concorrem para o mesmo objetivo: promover soluções para problemas sociais e novas oportunidades económicas.

Saiba mais em <https://iandaguine.org/acoes/galinhas>



Um Programa da União Europeia
Ação implementada por Mani
Tese, Asas de Socorro, IMVF
e UNITO