

MANUAL DE PRODUÇÃO E SANIDADE AVÍCOLA

COORDENAÇÃO
Hélder Quintas | Ramiro Valentim



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 gâmeta masculino (espermatozóide; SPZ) com o gâmeta 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 gâmetas, 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.

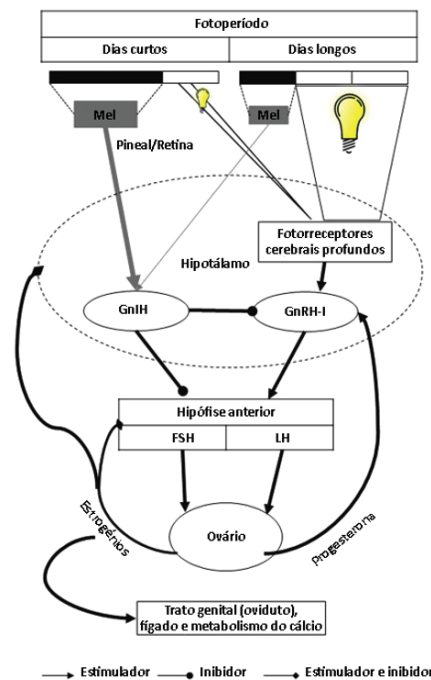


FIGURA 7.1 – Mecanismos de ação do fotoperíodo sobre o funcionamento do eixo hipotálamo-hipófise-gônadas (Segundo Bedécarrats e Hanlon, 2017).

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.

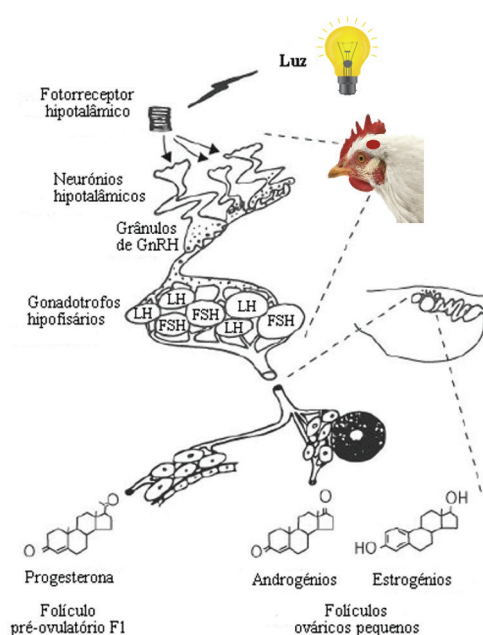


FIGURA 7.2 – A luz condiciona o funcionamento do eixo hipotálamo-hipofisário-gônadas (Segundo Etches, 1996).

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

morfológicas nas terminações dos neurônios de GnRH e nas células gliais, facilitando a secreção desta hormona (Figura 7.3).

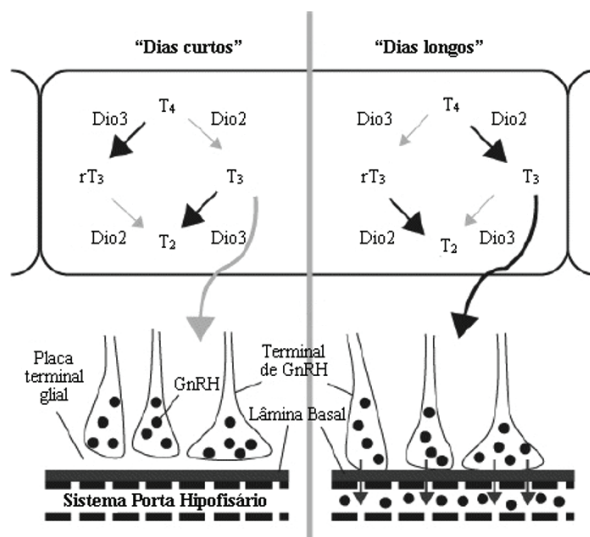


FIGURA 7.3 – Ação dos “dias longos” sobre a produção de TSH (Segundo Ikegami et al., 2013; citados por Johnson, 2017).

Nas aves, sob um regime fotoperiódico de “dias longos”, a deiodinase tipo 2 (Dio2) converte a pró-hormona Tiroxina (T4) em triiodotironina (T3) bioativa quando os dias são longos. Sob um regime fotoperiódico de “dias curtos”, a deiodinase tipo 3 (Dio3) metaboliza as hormonas tireoideias (Ikegami et al., 2013; citados por Johnson, 2017). Legenda: diiodotironina (T2), triiodotironina reversa (rT3), Hormona Libertadora de Gonadotropinas (GnRH).

2. ESTABELECIMENTO DA PUBERDADE

2.1. NOS FRANGOS

A puberdade surge por volta da 18-23ª semana de vida. A FSH promove o crescimento testicular e suporta a espermatogênese. Nos frangos de carne, a imunização contra a inibina acelera o estabelecimento da puberdade e atrasa a senescência associada à idade. Durante o estabelecimento da puberdade, o peso dos testículos aumenta, em média, de 3 para 30 g. Eles têm uma dupla função: produzem SPZ e segregam hormonas.

No decurso da puberdade, os frangos segregam doses crescentes de GnRH/LH, que estimulam a diferenciação das células de Leydig. Posteriormente, estas células produzem androgénios sob a acção estimuladora da LH. O principal androgénio produzido é a testosterona.

Estabelecida a puberdade, a espermatogênese é controlada através da secreção hipotalâmica de GnRH, da secreção hipofisária de FSH e de LH e da secreção testicular de de testosterona e de estrogénios. As células de Leydig são responsáveis pela secreção de vários androgénios, incluindo a testosterona e a androstenediona. Os níveis circulantes de testosterona são controlados por um mecanismo de retroacção negativa – elevados níveis circulantes de testosterona inibem a secreção hipotalâmica de GnRH e, conseqüentemente, de LH e de testosterona. Nessa altura, os baixos níveis circulantes de testosterona promovem um aumento da secreção de GnRH e, conseqüentemente, de LH e de testosterona.

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).

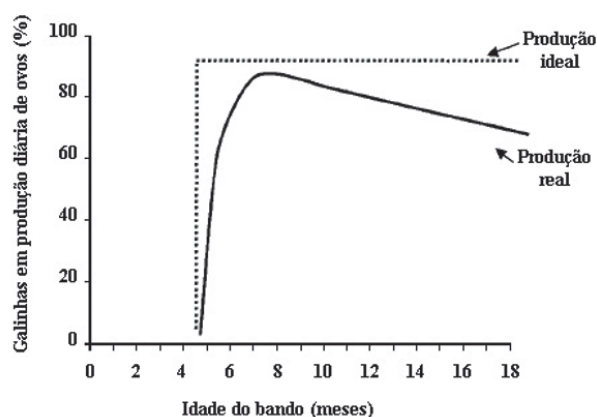


FIGURA 7.4 – Variação da produção de ovos com a idade (Squires, 2003).

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 sequênciã. 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.

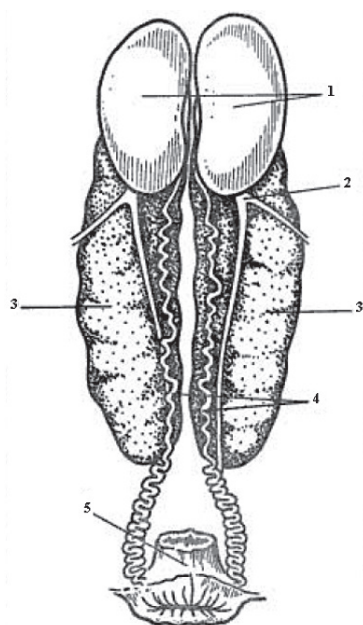


FIGURA 7.5 – Aparelho genital masculino dos galos (Vaca, 2003).

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 estrogênios. As espermatogônias diplóides, através de divisões redutoras sucessivas (meiose), transformam-se em espermatócitos I e II, que depois se transformam em espermatídeos 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 espermatocitogênese (transformação das espermatogônias em espermatócitos II). Já o processo de diferenciação celular inerente à espermatogênese 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 sêmen no tracto genital feminino.

A espermatogênese 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: espermatocitogênese e espermiogênese. A espermiogênese 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 acrossômicos 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 espermatídeos 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 sêmen. O sêmen de galo é 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 sémen 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-linfa, 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 sémen 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).

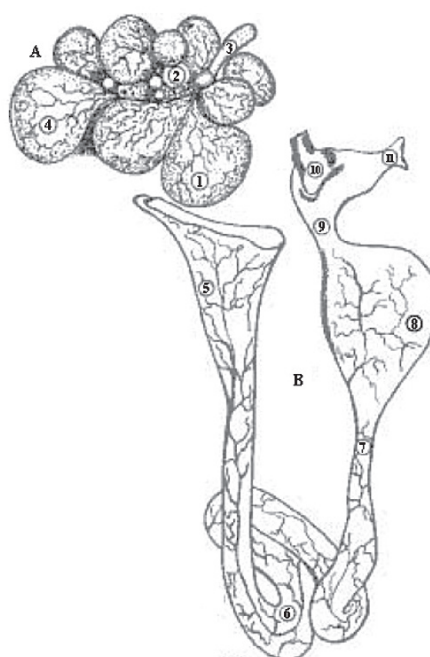


FIGURA 7.6 – Sistema reprodutor da galinha (Vaca, 2003).

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 gâmetas 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.

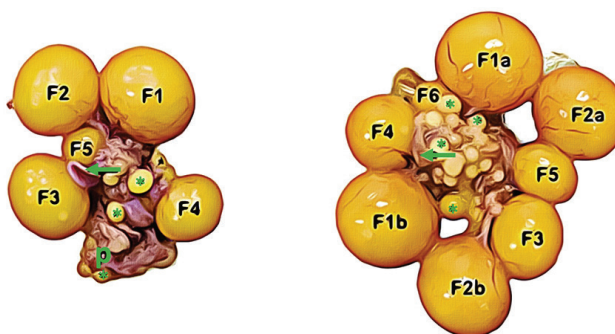


FIGURA 7.7 – Ovários de galinhas sujeitas a diferentes regimes alimentares (Segundo van der Klein et al., 2020).

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 (serosa 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 oócito 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 oócito II é libertado para a cavidade abdominal e é apanhado pelo infundíbulo, onde pode ou não ser fecundado. Se não for fecundado, o oócito 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 oócito 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.

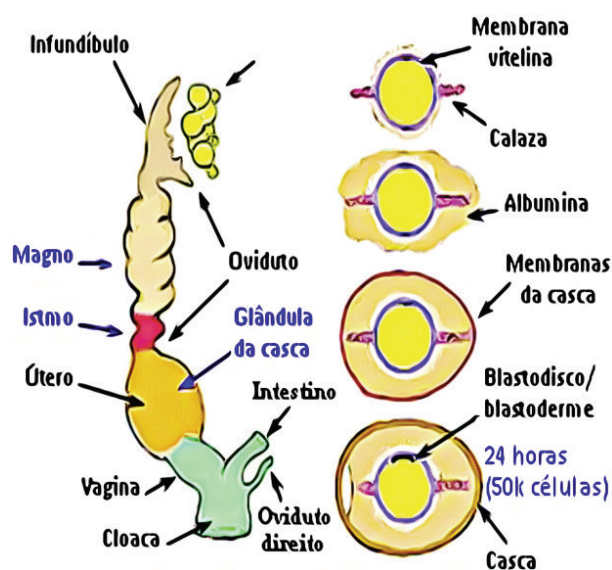


FIGURA 7.8 – Formação do ovo durante o trânsito pelo tracto genital da galinha (Segundo Ritchison, 2021).

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 óocito II quando da ovulação. Ocasionalmente, o infundíbulo falha na captação do óocito 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 óocito 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 óocito II.

Na superfície da membrana vitelina interna do óocito 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 cópula, 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 contido 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 oócitos 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.

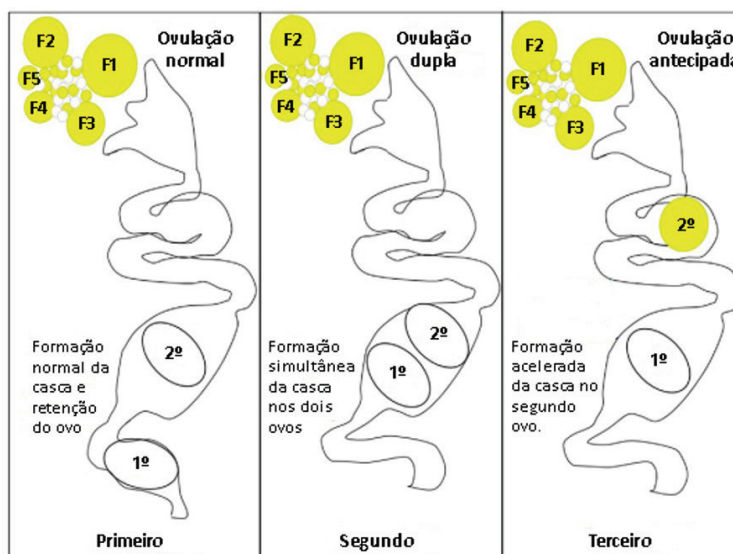


FIGURA 7.9 – São três os possíveis mecanismos fisiológicos que podem originar a postura de dois ovos completamente formados no período de 6 horas (Navara e Wrobel, 2019).

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).

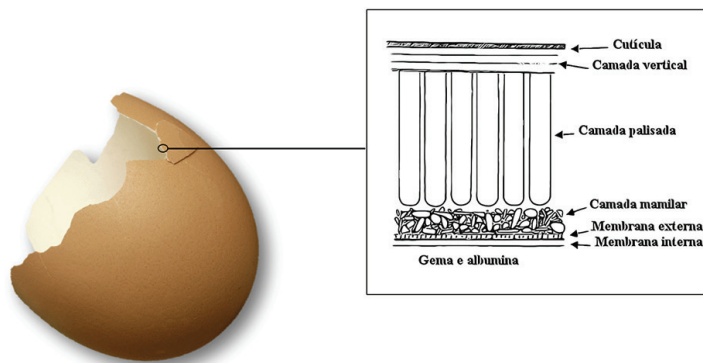


FIGURA 7.10 – Camadas da casca (Segundo Squires, 2003).

A casca do ovo desempenha muitas funções importantes: formação do embrião, proteção 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.

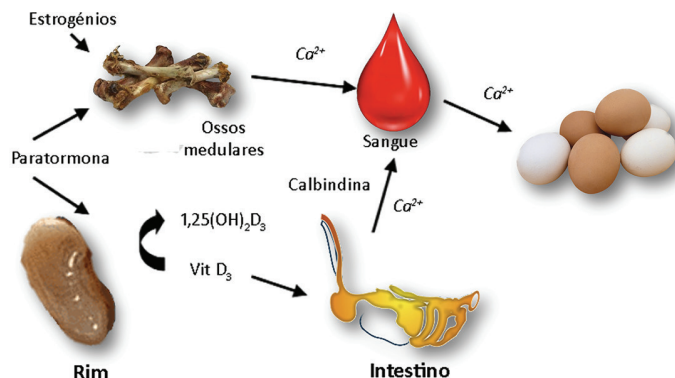


FIGURA 7.11 – Mobilização do cálcio nas galinhas (Segundo Squires, 2003).

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 μm) 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).

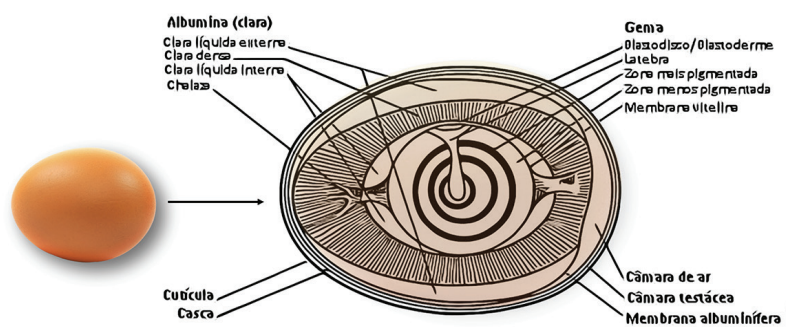


FIGURA 7.12 – Estrutura do ovo (Segundo Vaca, 2003).

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.

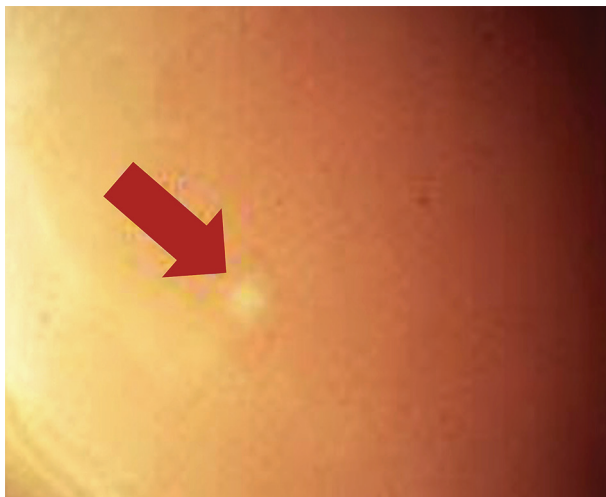


FIGURA 7.13 – Localização do blastodisco na superfície de um ovo.

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 oócito 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 oócito 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.

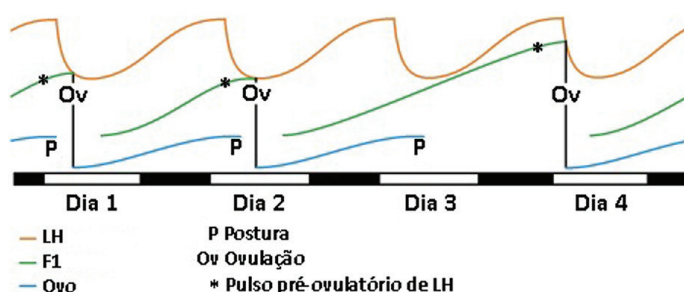


FIGURA 7.14 – Ritmicidade diurna do período aberto da secreção de LH acertado pelo fotoperíodo, do grau de maturação do folículo dominante (F1), do grau de maturação do oócito, do pulso pré-ovulatório de LH, da ovulação (Ov) e da postura (P) (adaptado de Fraps, 1965 e Etches, 1990; citados por van der 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 antigonadais. 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 mioelétrica 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 (blastocel). 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 alantóide 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 pintinho. 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.

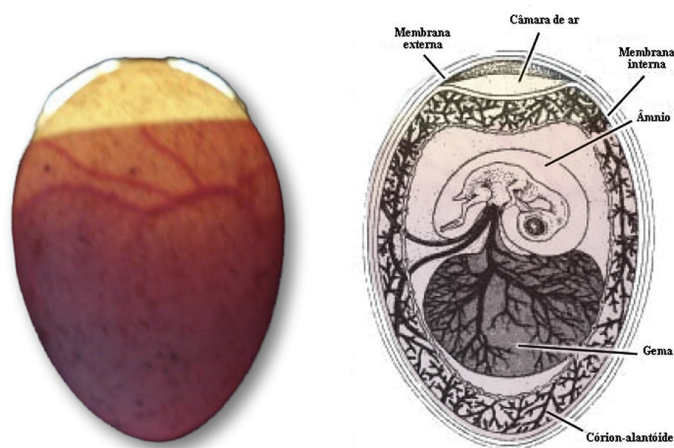


FIGURA 7.16 – Embrião no 13º dia de incubação (Segundo Vaca, 2003).

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 Decuyper, 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-1 (cLHRH-1) 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. Whitton (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 ahemeral days 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.



**Ianda
Guiné!**
Galinhas



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