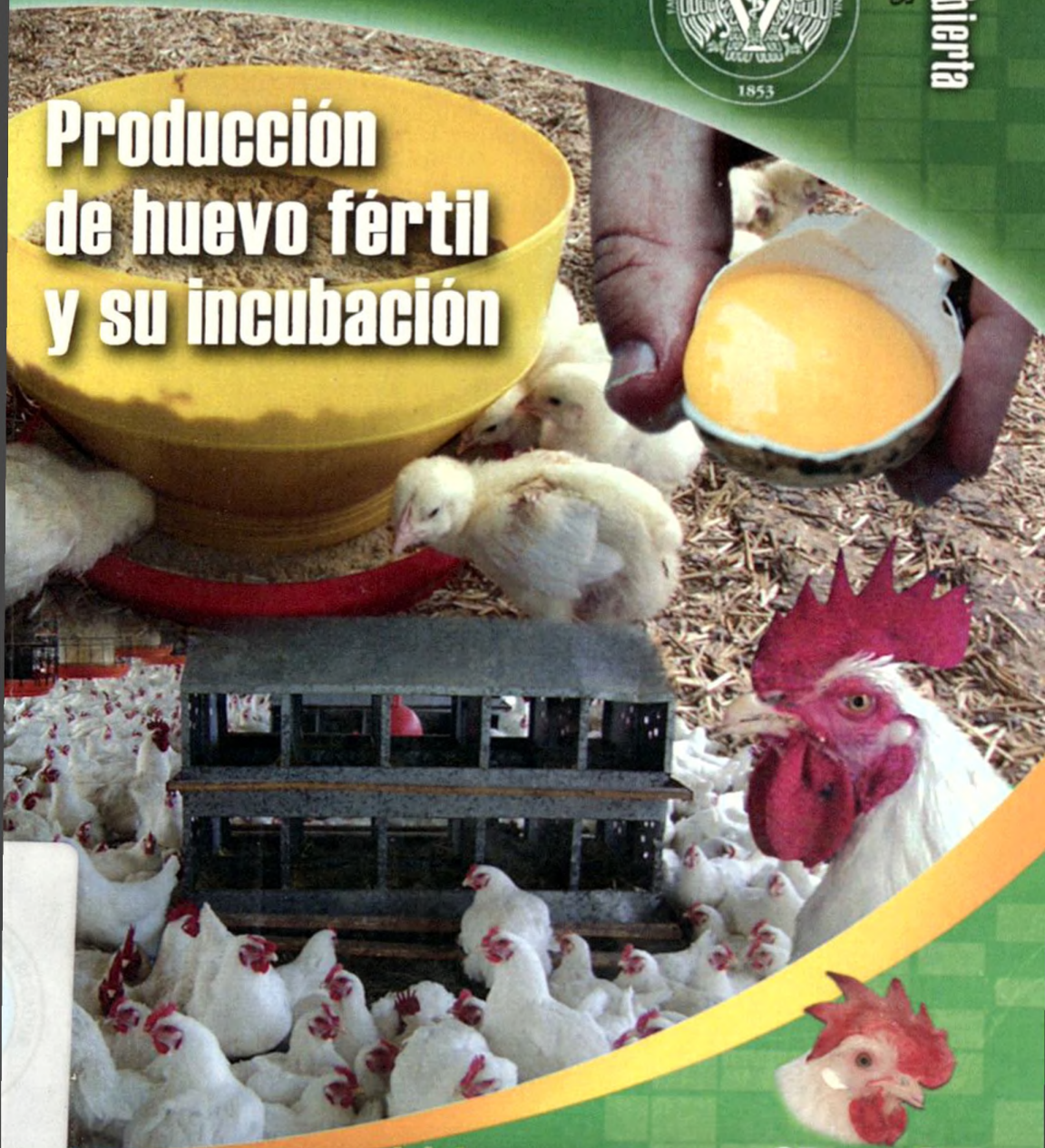




División del Sistema de **Universidad Abierta**
Coordinación de Especializaciones



Producción de huevo fértil y su incubación



especialización
en producción animal

aves

INVENTARIO

Compra:..... Donación:..... Transfer: ☐

Proveedor:

Factura:..... Fecha: 2015.1.12..... Precio: \$ 10⁰⁰.....

Nº Inf. Recep.:..... Fecha Inf.:.....

Nº Alta:

Biblioteca: C.I.I.....

Producción de UEVO FÉRTIL Y SU INCUBACIÓN

El presente libro es el resultado de la experiencia de los autores en la producción y incubación de huevos fértiles. El libro está dividido en dos partes. La primera parte trata sobre la producción de huevos fértiles y la segunda parte trata sobre la incubación de huevos fértiles. El libro es una guía para los productores de huevos fértiles y para los incubadores de huevos fértiles. El libro es una guía para los productores de huevos fértiles y para los incubadores de huevos fértiles.

El libro es una guía para los productores de huevos fértiles y para los incubadores de huevos fértiles. El libro es una guía para los productores de huevos fértiles y para los incubadores de huevos fértiles. El libro es una guía para los productores de huevos fértiles y para los incubadores de huevos fértiles.

Directorio

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Dr. José Narro Robles

Rector

Dr. Eduardo Bárzana García

Secretario General

Lic. Enrique del Val Blanco

Secretario Administrativo

Mtro. Javier de la Fuente Hernández

Secretario de Desarrollo Institucional

Lic. Luis Raúl González Pérez

Abogado General

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Dr. Isidro Castro Mendoza

Director

Dra. María Elena Trujillo Ortega

Secretaria General

Lic. Alfonso Ayala Rico

Secretario Administrativo

MVZ Martha Beatriz Trejo Salas

Secretaria de Comunicación

MVZ Raymundo Martínez Peña

Coordinador de Publicaciones

DIVISIÓN SISTEMA UNIVERSIDAD ABIERTA Y EDUCACIÓN A DISTANCIA

Dr. Andrés E. Ducoing Watty

Jefe de la División

MC Miguel Ángel Quiroz Martínez

Secretario Técnico

MC Xóchitl Hernández Velasco

Coordinadora de la Especialización en Producción Animal: Aves

636.5
P964



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DIVISIÓN DE EDUCACIÓN A DISTANCIA
ESPECIALIDAD EN PRODUCCIÓN ANIMAL



H Producción de UEVO FÉRTIL Y SU INCUBACIÓN

Autores:

Gabriela Gómez Verduzco, Benjamín Fuente Martínez,
Xóchitl Hernández Velasco, Marco Antonio Juárez Estrada,
Rubén Merino Guzmán, Víctor Manuel Petrone García, José
Antonio Quintana López, Cecilia Rosario Cortés, María Elena
Rubio García, Alberto Tejeda Perea

Editores:

Xóchitl Hernández Velasco
José Antonio Quintana López

Donación Don. Ana Ruana Dora Del

10.18.24/8

PRIMERA EDICIÓN, 16 de enero de 2012

DR° 2012, Universidad Nacional Autónoma de México.

Ciudad Universitaria No. 3000, Col. Copilco Universidad, Delegación Coyoacán, México D.F., C.P. 04360.

ISBN: 978-607-02-2981-7

"Prohibida la reproducción total o parcial por cualquier medio sin la autorización escrita del titular de los derechos patrimoniales".

Impreso y hecho en México.

El Comité Editorial de la FMVZ reconoce el trabajo que realizó el Dr. Antonio Morilla González como revisor técnico.

Corrección de estilo: Lic. Marcela Chapou Videgaray

Diseño editorial y formación electrónica: DCV F. Avril Braulio Ortiz

Digitalización de imágenes: DCV Nimbe Saenz Martínez

Diseño de portada: DCV Rosalinda Meza Contreras

En México, la avicultura es una de las industrias pecuarias más tecnificadas y eficientes, el 56% del producto interno pecuario nacional corresponde a la suma de la producción de huevo y de carne de pollo.

El éxito de la avicultura intensiva se debe a que sus productos proporcionan proteína de alta calidad; que además, es la más accesible para los mexicanos. Lo anterior no sería posible si no existiera una alta capacidad productiva de huevo y carne por unidad de superficie y gran capacidad reproductiva por parte de las aves reproductoras o madres encargadas de producir a las aves comerciales; además del desarrollo en diversas áreas como son: la automatización, el mejoramiento genético, y el mayor conocimiento en el manejo de las aves reproductoras.

Sin embargo, la integración y la globalización de la avicultura exigen una capacitación y actualización continua de todos los profesionales involucrados en las ciencias avícolas. Para lograr este objetivo, el Departamento de Medicina y Zootecnia de Aves en coordinación con la División Sistema de Universidad Abierta y Educación a Distancia ha elaborado este texto que abarca los conceptos más importantes relacionados al manejo adecuado de las aves reproductoras; así como a las instalaciones y equipo adecuados para optimizar su capacidad reproductiva y la calidad de su progenie.

MVZ. MC. Xóchitl Hernández Velasco

Contenido

CAPÍTULO I. Generalidades de las aves reproductoras	19
1.1 Características generales de las aves reproductoras	20
1.2 Características para la selección de líneas genéticas avícolas	25
1.3 Características hereditarias de importancia económica.....	29
1.4 Manejos para la selección de aves reproductoras en crianza y producción	31
CAPÍTULO II. Infraestructura de las casetas para aves reproductoras.....	39
2.1 Tipos de casetas para aves reproductoras y sus características.....	39
2.2 Nidos	44
CAPÍTULO III. Implementos en las casetas de aves reproductoras	51
3.1 Equipo necesario durante la fase de crianza y desarrollo	52
3.2 Consideraciones generales de manejo del equipo	56
3.3 Distribución del equipo de acuerdo con el tipo de explotación.....	67
3.4 Importancia del equipo sobre el desempeño de la parvada	74
CAPÍTULO IV. Criterios de alojamiento en ambiente natural y controlado	85
4.1 Repercusiones del inadecuado control ambiental en una caseta avícola.....	85

4.2 Temperatura.....	87
4.3 Humedad	95
4.4 Ventilación	97

CAPÍTULO V. Efecto de la luz en la reproducción de las aves domésticas

5.1 Desarrollo reproductivo y ciclo ovulatorio	112
5.2 El inicio de la reproducción en las aves domésticas.....	114
5.3 Intensidad de la luz durante el fotoperiodo de las aves reproductoras....	118

CAPÍTULO VI. Alimentación de las aves reproductoras

6.1 Requerimientos nutricionales de las aves reproductoras en crianza y producción.....	151
6.2 Uniformidad y control de peso corporal en las aves reproductoras	159
6.3 Programas de restricción de alimento	162

CAPÍTULO VII. Manejo de las aves reproductoras en crianza

7.1 Sistemas de crianza.....	177
7.2 Sistemas de producción.....	180
7.3 Manejos especiales en aves reproductoras.....	181

CAPÍTULO VIII. Incubación

8.1 Tipos de plantas incubadoras	189
8.2 Áreas que conforman una planta incubadora.....	190
8.3 Factores que afectan la incubación.....	198

CAPÍTULO IX. Desarrollo embrionario y embriodiagnóstico

9.1 Anatomía y fisiología del embrión de pollo	211
9.2 Fases del desarrollo embrionario	213
9.3 Procesos del desarrollo embrionario.....	215
9.4 Periodos críticos del desarrollo embrionario	221
9.5 Efectos medioambientales sobre el desarrollo embrionario	221

9.6 Principales causas de mortalidad embrionaria y embriodiagnóstico	224
CAPÍTULO X. Manejo de nidos y de huevo fértil	233
10.1 Manejo de nidos.....	233
10.2 Recolección del huevo fértil.....	239
10.3 Selección del huevo fértil	240
10.4 Desinfección del huevo fértil	243
10.5 Almacenamiento del huevo fértil.....	246
10.6 Transporte del huevo fértil	250
CAPÍTULO XI. Registros empleados en granjas de aves reproductoras	255
12.1 Características generales de los registros	255
12.2 Tipos de registros.....	256
CAPÍTULO XII. Bioseguridad	269
12.1 Bioseguridad en granjas de reproductoras.....	270
12.2 Bioseguridad en la planta incubadora	278
CAPÍTULO XIII. Inmunidad materna	291
13.1 Características generales del sistema inmunológico de las aves.....	292
13.2 Importancia de la inmunidad materna en la prevención de enfermedades	297
CAPÍTULO XIV. Infección del saco vitelino	305
14.1 Definición y especies susceptibles.....	305
14.2 Etiología.....	306
14.3 Transmisión	307
14.4 Signos.....	308
14.5 Lesiones.....	309
14.6 Morbilidad y mortalidad	310
14.7 Diagnóstico	310



14.8 Prevención y control	311
14.9 Tratamiento	314
CAPÍTULO XV. Aspergilosis	321
15.1 Definición	321
15.2 Etiología.....	322
15.3 Transmisión	323
15.4 Signos.....	324
15.5 Lesiones.....	325
15.6 Diagnóstico	326
15.7 Prevención y control.....	327
CAPÍTULO XVI. Bases del comportamiento reproductivo y su relación con el manejo de la gallina doméstica	333
16.1 Selección sexual	333
16.2 Generalidades y mecanismos de apareamiento.....	334
16.3 Cortejo.....	335
16.4 Motivación sexual	335
16.5 Conducta y fertilidad.....	340
16.6 Consideraciones sobre la conducta durante la postura	341

Autores

Benjamín Fuente Martínez

- ❑ Médico veterinario zootecnista y maestro en ciencias (UNAM). Profesor y coordinador de la planta de alimentos, biblioteca y área de cómputo del CEIEPAV. Asesor en la Especialización en Producción Animal: Aves, División Sistema Universidad Abierta y Educación a Distancia (DSUA-ED), FMVZ, UNAM.
- ❑ Áreas de estudio de mayor interés: Nutrición de las aves y estadística aplicada a la avicultura.
bfuente@correo.unam.mx

Gabriela Gómez Verduzco

- ❑ Médica veterinaria zootecnista, maestra en ciencias con especialidad en biomedicina molecular, y doctora en ciencias de la producción y de la salud animal (UNAM). Profesora del Departamento de Producción Animal (DPA): Aves. FMVZ, UNAM.
- ❑ Áreas de estudio de mayor interés: Inmunología y nutrición avícola.
gagove@servidor.unam.mx

Xóchitl Hernández Velasco

- ❑ Médica veterinaria zootecnista y maestra en ciencias avícolas (UNAM). Profesora en el DPA: Aves; coordinadora académica y asesora en la Especialización en Producción Animal: Aves de la DSUA-ED, y responsable de la sección de parasitología en el Laboratorio de Patología Avícola del DPA: Aves, FMVZ, UNAM.
- ❑ Áreas de estudio de mayor interés: Parasitología aviar.
xochitl_h@yahoo.com

Marco Antonio Juárez Estrada

- ❑ Médico veterinario zootecnista y maestro en ciencias avícolas (UNAM). Profesor y responsable de trabajo profesional, de las materias de la licenciatura que se imparten en el DPA: Aves, FMVZ, UNAM. Asesor en la Especialización en Producción Animal: Aves, DSUA-ED, FMVZ, UNAM.

- ❑ Áreas de estudio de mayor interés: Estrutociencia, producción de huevo orgánico e incubación.
britoco@servidor.unam.mx

Rubén Merino Guzmán

- ❑ Médico veterinario zootecnista, maestro en ciencias avícolas (UNAM), doctorado en ciencias de la producción y de la salud animal. Profesor; responsable de la sección de virología y serología en el Laboratorio de Patología Aviar del DPA: Aves, y asesor en la Especialización en Producción Animal: Aves, DSUA-ED, FMVZ, UNAM.
- ❑ Áreas de estudio de mayor interés: Virología aviar.
onirem@servidor.unam.mx

Víctor Manuel Petrone García

- ❑ Médico veterinario zootecnista, especialista en patología veterinaria y maestro en ciencias avícolas (UNAM). Profesor de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM.
- ❑ Área de estudio de mayor interés: Patología aviar.
vmpetrone@hotmail.com

Cecilia Rosario Cortés

- ❑ Médica veterinaria zootecnista, maestra en ciencias avícolas y doctora en ciencias (UNAM). Investigadora nacional nivel I (SNI); profesora y responsable del servicio social en el DPA: Aves, FMVZ, UNAM.
- ❑ Área de estudio de mayor interés: Bacteriología: E. coli.
rosario@servidor.unam.mx

María Elena Rubio García

- ❑ Médica veterinaria zootecnista, especialista en producción animal: aves y maestra en ciencias (UNAM). Profesora del DPA: Aves, FMVZ, UNAM. Asesora en la Especialización en Producción Animal: Aves de la DSUA-ED, FMVZ, UNAM. Asesora de investigación y desarrollo de sustancias agropecuarias para diferentes empresas farmacéuticas.
- ❑ Áreas de estudio de mayor interés: Clínica y manejo en pollo de engorda y gallina de postura.
marielrubiodf@hotmail.com

José Antonio Quintana López

- ❑ Médico veterinario zootecnista, especialista en producción animal: aves, maestro en ciencias (UNAM) y doctor en producción avícola (Universidad de Colima).

Profesor del DPA: Aves, FMVZ, UNAM. Consejero del Instituto del Huevo. Asesor en la Especialización en Producción Animal: Aves, DSUA-ED, FMVZ, UNAM.

- ▣ Áreas de estudio de mayor interés: Manejo de aves reproductoras e incubación. quintana98@yahoo.com

Alberto Tejeda Perea

- ▣ Médico veterinario zootecnista, maestro en producción animal: aves: área de bienestar animal y comportamiento (UNAM). Especialista en etología clínica (Universidad Autónoma de Barcelona). Profesor del Departamento de Etología, Fauna Silvestre y Animales de Laboratorio (DEF-SAL), FMVZ, UNAM. Miembro fundador de la Sociedad Mexicana de Etología Veterinaria (SOMEV).
- ▣ Áreas de estudio de mayor interés: Manejo y bienestar animal, y etología clínica. atp@servidor.unam.mx

Objetivo del material didáctico

El contenido del presente libro está orientado a que el estudiante pueda reconocer los principales factores zootécnicos y clínicos que intervienen en la crianza de las aves reproductoras y la producción de huevo fértil y su incubación, mediante el análisis de la bioseguridad, equipo e instalaciones, alimentación, manejo y enfermedades que las afectan, para optimizar la productividad en la granja de aves reproductoras y en la planta incubadora.



CAPÍTULO I

Generalidades de las Aves Reproductoras

José Antonio Quintana López

INTRODUCCIÓN

Dentro de las empresas que se dedican a la reproducción, las cru-
zas de razas o líneas de gallinas tienen como objetivo promover
el potencial genético e incrementar la eficiencia productiva de su
descendencia. A los grupos de aves productoras de carne se les conoce
como líneas comerciales de estirpes pesadas o de pollo de engorda.

Antiguamente a las aves productoras de huevo de cascarón café,
o semipesadas, se les llamaba de doble propósito. Ahora se prefiere el
término de semiligeras, debido a que el peso corporal, conformación y
producción de huevo son muy similares a los de las estirpes ligeras.

A continuación se describen algunas de las razas que en un principio
fueron utilizadas para producir estirpes especializadas en la producción
de carne y huevo

- **Leghorn.** De talla pequeña, la variedad de pluma blanca y cresta grande es la más común como excelente productora de huevo de cascarón blanco.
- **Rhode island.** Buena productora de huevo de cascarón café oscuro. La principal variedad es de pluma café.
- **Plymouth rock.** La variedad más empleada es la *plymouth rock blanca*, de talla mediana y aceptable producción de huevo café cla-

ro; gracias a la conformación de su carne y a su pluma blanca, se cruzó con gallos de raza pesada para producción de pollo de engorda. La raza plymouth rock variedad barrada, productora de huevo de cascarón café, se cruzó con rhode island para producción de huevo.

- **New hampshire.** Se ha utilizado la hembra como reproductora para producción de pollo de engorda. Su plumaje blanco mejoró el aspecto de la piel de la canal al no observarse cañones de pluma de color oscuro.
- **Cornish.** Esta raza posee gran masa muscular, sobre todo en la pechuga; la hembra es baja productora de huevo de cascarón café, razón por la que únicamente se usó el macho para la cruce con algunas hembras de las razas plymouth rock o new hampshire, con la finalidad de producir pollo de engorda.
- **Sussex.** Raza inglesa destinada a la producción de carne, su piel blanca favoreció que la canal fuera más apetecible en algunos países del norte de Europa.

1.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS AVES REPRODUCTORAS

Aves reproductoras ligeras (FIGURA 1.1)

Los aspectos que deben considerarse en las líneas genéticas productoras de huevo de cascarón blanco son:

- Cantidad de huevo producido
- Peso del huevo
- Calidad del cascarón
- Calidad interna del huevo
- Conversión del alimento en huevo
- Viabilidad

Aves reproductoras semiligeras

En algunos países y regiones, para consumo prefieren el huevo de cascarón café al huevo blanco, aunque se sabe que con respecto al valor



FIGURA 1.1 PARVADA DE AVES REPRODUCTORAS LIGERAS EN PRODUCCIÓN. Son de tamaño y peso menor que las semiligeras y su objetivo productivo es el huevo fértil del cual nacerán las pollitas de reemplazo productoras de huevo blanco para consumo. Foto: Xóchitl Hernández Velasco.

nutricio no existe diferencia entre ambos. Las principales características de las líneas productoras de huevo de cascarón café son:

- Peso corporal de 10 a 15% mayor que las líneas ligeras.
- Producen alrededor de 10% menos de huevo.
- Consumo de alimento de 10% más que las de huevo blanco.
- El tamaño del huevo es de 15 a 20% más grande.
- El índice de conversión es similar al de las líneas ligeras.
- Al día de edad, son autosexables por el color del plumón.

Principales características productivas de estirpes ligeras y semiligeras

ESTIRPE	LIGERA	SEMILIGERA
Color del cascarón	Blanco	Café
Viabilidad en crianza	94%	96%
Viabilidad en producción	92%	94%
Peso promedio del huevo	55 g	65 g
Consumo alimento gallina / día	100 g	110 g
Huevos producidos / gallina	330	300

ESTIRPE	LIGERA	SEMILIGERA
Edad a la madurez sexual	18 semanas	20 semanas
Peso corporal a la madurez sexual	1 250 a 1 300 kg	1 350 a 1 450 kg
Peso corporal al fin de ciclo	1 450 a 1 650 kg	1 750 a 1 950 kg
Tiempo de postura (primer ciclo)	14 a 16 meses	12 a 14 meses
Resistencia a enfermedades neoplásicas	Regular	Buena
Resistencia a salmonelosis	Buena	Regular
Productividad en el segundo ciclo	Buena	Regular
Comercialización de la gallina de desecho	Mala	Regular

Las principales estirpes comerciales, listadas por orden alfabético son:

LIGERAS	SEMILIGERAS
Babcock B300	Babcock B380
Bovans white	Bovans brown
Dekalb XL link	Dekalb Warren sex sal link
Hisex blanca	Hisex brown
Hy-line W 36	Hyline brown
Lohman LSL	Lohman brown

Los aspectos que se han tomado en cuenta en las líneas productoras de carne (pesadas) se relacionan principalmente con la obtención de mayor ganancia de peso; las gallinas reproductoras de estirpes pesadas son malas productoras de huevo. Comúnmente se estima que a *mayor producción de carne, menor producción de huevo*.

Aves reproductoras pesadas (FIGURA 1.2)

Las características generales de las estirpes pesadas son:

- Rápido crecimiento
- Conformación redondeada
- Buen desarrollo muscular, principalmente en la pechuga
- Plumaje blanco
- Alto rendimiento en canal
- Resistencia a enfermedades
- Baja mortalidad
- Fortaleza del aparato locomotor



FIGURA 1.2. Parvada de aves reproductoras pesadas en producción. Foto: Xóchitl Hernández Velasco

- Baja incidencia de síndrome ascítico
- Estirpes autosexables que producen una progenie que puede ser sexada al día de edad por la longitud de las plumas primarias del ala.

Principales características productivas de las reproductoras pesadas

- Peso corporal a las 20 semanas 2.2 a 2.3 kg
- Peso corporal a las 60 semanas 3.7 a 4.0 kg

A las 60 semanas de edad:

- | | | |
|---|--------------|---------------|
| ■ Huevos totales/gallina | 168 | |
| ■ Huevos incubables/gallina | 159 | |
| ■ Porcentaje de incubabilidad | 85.5 | |
| ■ Pollitos producidos/gallina | 136 | |
| Consumo de alimento* | 0-60 semanas | 20-60 semanas |
| ■ Por huevo incubable | 362 g | 89 g |
| ■ Por pollito nacido de primera calidad | 418 g | 334 g |

Factores que influyen para elegir una estirpe de reproductora pesada

- Conformación del pollo de acuerdo con la demanda del mercado (rendimiento de pechuga) o por kilogramo de carne.
- Costo del macho y la hembra al día de edad.

* Incluye gallos

- Porcentaje extra de aves a la compra (se obsequia de 2 a 4% de las aves).
- Estado sanitario de las aves: libre de enfermedades transmisibles a la progenie, como leucosis, salmonelosis y micoplasmosis.
- Estado inmunológico de las aves: presencia de anticuerpos en niveles protectivos y uniformes contra reovirus e infección de la bolsa de Fabricio.
- Seriedad de la empresa de progenitoras para respetar la programación de entrega de parvadas de reproductoras, en tiempo, calidad y cantidad de aves.
- Apoyo técnico en caso de problemas o para incrementar la eficacia.

Las principales estirpes de reproductoras pesadas son:

- Arbor Acres
- Cobb 500 y 700
- Hubbard
- Hybro
- Lohman-Indian River
- Ross 308 y 508

Existe una estirpe de hembras reproductoras pesadas llamada *enana*, cuya estirpe comercial es la *Vedette*, que es comercializada en Europa por la casa ISA francesa.

Las principales diferencias entre la gallina enana y la reproductora pesada normal son:

ESTIRPE	ENANA	NORMAL
Edad al 50% de producción	24 semanas	26 semanas
Huevos totales / gallina	180	168
Huevos incubables / gallina	172	159
Peso del huevo	61 g	64 g
Consumo alimento gallina / día	120 g	150 g
Consumo alimento gallina / pollito producido	265 g	334 g
Peso corporal a 60 semanas	2.8 kg	3.8 kg

Sin embargo, en comparación con el promedio normal, la descendencia de las reproductoras enanas (pollo de engorda) pesa alrededor de 100 g menos y la mortalidad es de 1 a 2% menor, lo que proporciona un índice de conversión similar.

1.2 CARACTERÍSTICAS PARA LA SELECCIÓN DE LÍNEAS GENÉTICAS AVÍCOLAS

Las principales características que se toman en cuenta para la selección de los pies de cría en las líneas genéticas avícolas son las siguientes:

Características relacionadas con el crecimiento

- Velocidad de crecimiento
- Peso corporal a determinada edad
- Eficiencia alimentaria
- Rendimiento en canal
- Rendimiento de la pechuga
- Conformación corporal
- Viabilidad
- Fortaleza del esqueleto
- Velocidad de emplume
- Color del plumaje
- Adaptación al estrés

Características relacionadas con la reproducción

- Número de huevos producidos
- Peso y tamaño del huevo
- Fertilidad
- Incubabilidad
- Libido
- Peso corporal a la madurez sexual
- Edad a la madurez sexual
- Viabilidad
- Menor agresividad

- Adaptación al estrés
- Rusticidad

Programa para producir diez millones de pollo de engorda

Para producir pollo de engorda híbrido (ABCD) se requiere un gallo reproductor (AB) y una gallina reproductora (CD). El gallo reproductor proviene de sus progenitores macho (AA) y hembra (BB), ambos se denominan **línea macho**. La gallina reproductora, a su vez, proviene de sus progenitores macho (CC) y hembra (DD) a quienes se les denomina **línea hembra**.

A continuación se muestra, como ejemplo, la cantidad de gallos y gallinas requeridos para producir diez millones de pollos de engorda.

	Línea macho		Línea hembra	
Progenitores	AA (macho) X BB (hembra)		CC (macho) X DD (hembra)	
	100	400	300	2 000
(presión de selección)	40 (60%)	300 (25%)	160 (47%)	1 600 (20%)
Reproductores	AB (macho) X		CD (hembra)	
	8 000		80 000	
Pollos de engorda	ABCD (mixtos)			
	10 000 000			

Se requiere un híbrido (ABCD) que reúna las características de rapidez de crecimiento, amplitud de pechuga, alto rendimiento en canal y buena conversión de alimento, que son transmitidas por la línea macho (AB) y la hembra (CD), pero además, se requiere que la gallina produzca huevos fértiles e incubables.

Características fenotípicas

Dentro de las características fenotípicas que presenta la progenie de algunas estirpes de aves reproductoras están las que permiten diferenciar el sexo en aves recién nacidas.

Normalmente existen tres métodos de sexado:

- a) Por eversión de la cloaca
- b) Por el color del plumón

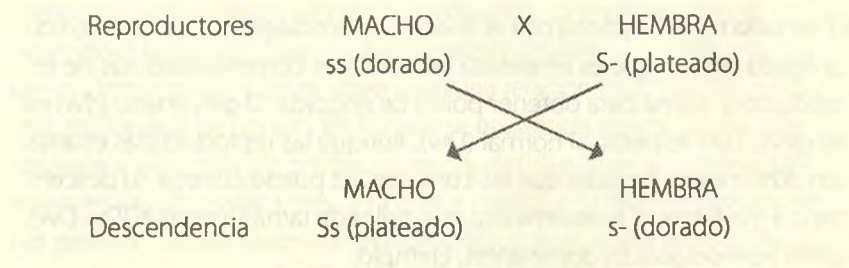
c) Por la velocidad del emplume

Sexado por la cloaca

A partir del primer día de edad se identifica en la parte ventral de la cloaca del macho una prominencia llamada "falo". En la hembra se observa un pequeño pliegue en la misma región. Para este tipo de sexado se necesita experiencia y buena capacidad visual, ya que el falo es, escasamente, del tamaño de la esfera de un bolígrafo.

Sexado por el color del plumón

En las aves, los cromosomas sexuales del macho son ZZ, mientras que en la hembra son ZW. Esta característica la emplean para el sexado algunas empresas dedicadas a la genética. Un ejemplo del uso de esta técnica es el que se sustenta en el color del plumón: si se cruza un macho reproductor homocigótico recesivo dorado (ss), con una hembra que tiene el alelo dominante plateado (S), la descendencia obtenida será: machos (heterocigóticos, Ss) con el plumón plateado y hembras de plumón dorado.

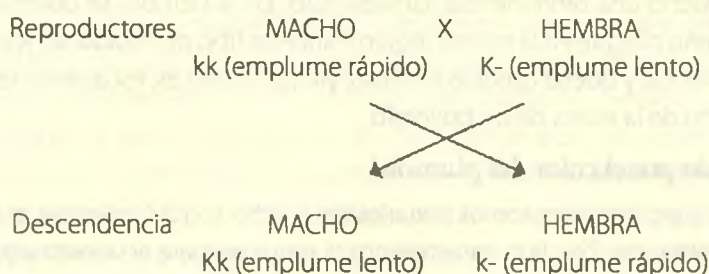


Esta técnica de sexado es común para las estirpes semiligeras y algunas pesadas.

Sexado por la velocidad del emplume

Al igual que en el sexado por el color del plumón, la tasa de velocidad del emplume está ligada al sexo: se observa en la hembra un alelo dominante (K) de emplume lento y un alelo recesivo (k) de emplume rápido. La diferencia en la velocidad del emplume se nota principalmente en las plumas de las alas y de la cola; en la descendencia, los machos tendrán

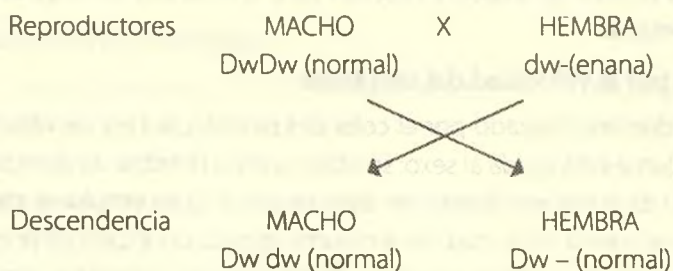
las plumas primarias y cobertoras del ala del mismo tamaño, mientras que en las hembras las plumas primarias serán más largas que las covertoras. Ejemplo:



Este tipo de herencia está ampliamente aceptada por las empresas genéticas de reproductoras pesadas, con el fin de producir pollos de engorda y criarlos por sexos separados.

Reproductoras enanas

El tamaño no se relaciona con el sexado; sin embargo, es una característica ligada al sexo que es empleada por las casas comercializadoras de reproductora enana para obtener pollos de engorda. El gen enano (dw) es recesivo, con respecto al normal (Dw). Aunque las reproductoras enanas son 30% menos pesadas que las comunes, se puede corregir su descendencia mediante el apareamiento con gallos de tamaño normal (Dw Dw), gallos homocigóticos dominantes. Ejemplo:



1.3 CARACTERÍSTICAS HEREDITARIAS DE IMPORTANCIA ECONÓMICA

Mediante procesos de selección se han eliminado genes indeseables para desarrollar líneas puras. Las cualidades de las aves corresponden al carácter dominante o recesivo de los genes, algunos de los cuales se enlistan a continuación:

- “Cloquez”: dominante.
- Plumón plateado: dominante, frente a plumón dorado (recesivo).
- Plumaje de color: dominante, frente a plumaje blanco (recesivo).
- Emplume lento: dominante, frente a emplume rápido.
- Piel blanca: dominante, frente a piel amarilla.
- Plumas en las patas: dominante.
- Cresta en roseta: dominante frente a cresta sencilla.

Cloquera o “cloquez”

Es un estado en el que las gallinas desean incubar sus huevos, cambian su comportamiento e interrumpen su producción. Las gallinas cluecas no se dejan pisar, no ponen huevos, y sus órganos sexuales —ovario y oviducto— sufren regresión. Se ha observado una relación entre los días en que una gallina deja de poner y en los que se encuentra clueca: un día clueca equivale a siete días sin producir huevos; dos días clueca, corresponden a nueve días sin postura; tres, a 13 días, y cuatro, a 18 días sin producción. Las gallinas cluecas sirven de ejemplo para que el problema se difunda, por imitación, hasta en un 25% dentro de la parvada.

Es fácil identificar a las gallinas cluecas: no salen del nido, al acercarse el trabajador erizan las plumas y emiten un chillido característico (FIGURA 1.3); por las tardes se apartan y se alojan en un lugar sin nidos, separado del gallinero. Por lo general, estos animales están bajos de peso y es necesario separarlos y suministrarles suficiente agua, alimento y una fuente de luz intensa para estimularlos a que reinicien su producción de huevo.

Las causas más comunes de la cloquez son:

- Alta densidad de población

- Falta de comederos o bebederos
- Errores en los programas de iluminación
- Mala distribución de los comederos o bebederos
- Ventilación deficiente en el gallinero
- Falta de iluminación (poca intensidad o áreas de sombras)
- Recolección insuficiente de huevo en los nidos
- Huevo puesto en el piso, especialmente en los rincones
- Exceso de pluma en el suelo, que favorece la postura en el piso
- Bajo peso corporal de las gallinas
- Mala uniformidad en el peso corporal en las gallinas
- Pocos gallos, o poco activos
- Exceso de gallos activos
- Parasitosis en gallinas (por ejemplo: ascaridiosis)
- Las estirpes de reproductoras pesadas son más susceptibles de padecer cloquez.

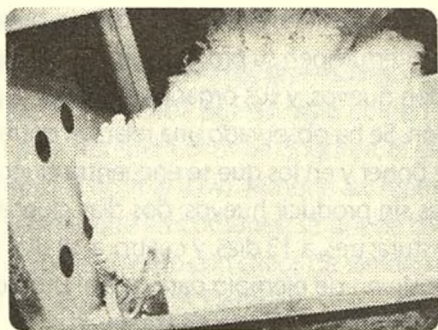


FIGURA 1.3 GALLINA REPRODUCTORA PESADA EN CLOQUEZ. Nótese la cresta pequeña y reseca, y el plumaje erizado. Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Porcentajes de heredabilidad

De acuerdo con el manejo y alojamiento de las aves, la diferencia que existe sobre 100 se refiere a factores ajenos a la genética; los porcentajes aproximados de heredabilidad se enlistan a continuación:

POLLOS DE ENGORDA	
Consumo de alimento	70%
Deposición de grasa corporal	50%
Rendimiento en canal	45%
Peso corporal	45%
Índice de conversión	35%
Carne de la pechuga	15%
Viabilidad de la crianza	5%
GALLINAS DE POSTURA	
Forma del huevo	60%
Peso corporal adulto	55%
Peso del huevo	55% 25%
Textura del cascarón	25%
Calidad de la albúmina	25%
Edad a la madurez sexual	15%
Manchas de sangre en el huevo	15%
Número de huevos producidos	10%
Viabilidad del adulto	
GALLINAS REPRODUCTORAS	
Profundidad del cuerpo	25%
Largo de la quilla	20%
Incubabilidad/huevos fértiles	10%
Fertilidad	5%

Se considera que una variable tiene heredabilidad alta cuando ésta es mayor de 15%; media, de 6 a 14%, y baja, menor de 6 %.

1.4 MANEJOS PARA LA SELECCIÓN DE AVES REPRODUCTORAS EN CRIANZA Y PRODUCCIÓN

En las prácticas de selección en reproductoras, la primera acción es eliminar los errores de sexado. Las aves reproductoras hembras provienen de una línea genética diferente de la de los machos, por lo que es necesario sexarlos al día de edad en la planta incubadora. Al pollito macho reproductor por lo común se le corta la primera falange del dedo medio y en ocasiones la cresta, aunque estos manejos se realizan para evitar lesiones

en las hembras durante la monta, y reducir las peleas entre machos, respectivamente; también ayudan a identificar aves hermanas. La cresta del macho es mucho más grande y roja que la de la hembra a partir de la cuarta semana de edad, momento en el que se lleva a cabo la primera selección para eliminar inmediatamente a los hermanos; si permanecieran hasta la edad adulta, se cruzarían con sus hermanas y se podría originar alguna baja productividad o malformación en la progenie.

Selección por control del peso corporal

En las reproductoras pesadas es indispensable controlar el peso corporal y mantener la uniformidad de la parvada para obtener la máxima productividad.

La selección se inicia en la caseta, a la llegada de la parvada, al día de edad, a partir del cual se detectan pérdidas hasta de 10 g en el peso del pollito a las 24 horas. Es necesario asegurarse de que todas las aves tengan acceso al agua y al alimento; éstos se deben encontrar cerca de una fuente luminosa, con una intensidad de 50 luxes, durante la primera semana.

A la tercera semana de edad se hace una selección de los animales con bajo peso o débiles, los que son apartados y se les proporciona alimento y agua a menor altura para que mejoren rápidamente su peso. En la sexta semana de edad se encuentra desarrollado 80% del esqueleto, momento en el que se realiza la medición del metatarso y se separa a los animales que no hayan alcanzado la talla correcta.

Para obtener la uniformidad de la parvada, se pesa una muestra representativa (50 animales) de todas las secciones que la conforman; se permite que 80% de la población oscile 10% alrededor del promedio del peso esperado. Para mejorar la uniformidad, es preferible pesar a las aves antes de que hayan comido, y en grupos de 100, como mínimo; además, si se trata de reproductores pesados, este manejo se efectúa el día que no comen.

Cuando el promedio de peso es demasiado alto o bajo, se toman medidas prácticas urgentes para corregir la situación. En caso de sobrepeso nunca se disminuirá la cantidad de alimento, sólo se evita aumentar el consumo; cuando el peso es bajo, se incrementa la cantidad de alimento a razón de cinco a diez gramos por semana.

Es importante que los reproductores alcancen el peso adecuado a la madurez sexual, sobre todo en machos y hembras reproductoras pesadas, con una conformación adecuada de carne y sin grasa corporal.

*Peso corporal de aves reproductoras ligeras en la crianza
(Promedio de varias estirpes genéticas)*

SEMANAS DE EDAD	HEMBRAS	MACHOS
1	90 g	140 g
5	350 g	450 g
10	740 g	1 000 g
15	1 100 g	1 410 g
20	1 350 g	1 690 g

*Peso corporal de aves reproductoras semiligeras en la crianza
(Promedio de varias estirpes genéticas)*

SEMANAS DE EDAD	HEMBRAS	MACHOS
1	130 g	180 g
5	420 g	550 g
10	820 g	1 190 g
15	1 220 g	1 780 g
20	1 620 g	2 130 g

*Peso corporal en la crianza de aves reproductoras pesadas: hembras enanas,
y hembras y machos normales
(Promedio de varias estirpes genéticas)*

SEMANA DE EDAD	HEMBRA ENANA	HEMBRA	MACHOS
1	120 g	130 g	140 g
5	520 g	570g	750g
10	950 g	1 100g	1 500g
15	1 350 g	1 650g	2 250g
20	1 750 g	2 200g	3 000g



Las metas en reproductoras pesadas son:

- Alta uniformidad con base en el peso y conformación corporal
- Retardo en la presentación de la madurez sexual
- Primeros huevos de buen tamaño
- Incremento de la producción de huevos
- Aumento del número de huevos incubables
- Disminución de la mortalidad durante la producción
- Reducción de los costos durante la crianza
- Disminución de los costos de huevo incubable
- Mejora de la fertilidad
- Incremento de la incubabilidad



Autoevaluación

1. ¿Cuáles son las principales estirpes de aves reproductoras pesadas?
2. ¿Cuáles son las características generales de las reproductoras pesadas?
3. ¿Cuáles son los factores que influyen para elegir una estirpe de reproductora pesada?
4. Mencione dos ejemplos de genes indeseables que han sido seleccionados por los genetistas para mejorar el manejo o la productividad en las estirpes pesadas.
5. ¿Cuáles son las características que permiten diferenciar los errores de sexado en aves reproductoras?



Respuestas

1. Cobb, Ross, Hybro, Hubbard, Lohman-Indian River, Arbor Acres.
2. Rápido crecimiento, conformación corporal redondeada, plumaje blanco, baja mortalidad, resistencia a enfermedades, fortaleza del aparato locomotor, estirpes autosexables por la longitud de las plumas primarias del ala, alto rendimiento en canal y en pechuga, baja incidencia de síndrome ascítico.
3. Demanda del mercado (rendimiento de pechuga o por kilogramo de carne; rosticero, despiezado); estado sanitario de las aves (libres de leucosis, salmonelosis, micoplasmosis, etc.); costo de las aves al día de edad; estado inmunitario de las aves; calidad del pollito (física, serológica con anticuerpos elevados y uniformes contra reovirus e infección de la bolsa de Fabricio, etc.); seriedad de la empresa de progenitoras para respetar las programaciones de entrega de parvadas de reproductoras, en tiempo; calidad y cantidad de las aves; apoyo técnico en caso de problemas o para incrementar la eficiencia, y financiamiento.
4. Cloquez dominante; plumaje de color dominante sobre plumaje blanco (recesivo).
5. Las hermanas de los machos tendrán la primera falange del dedo medio cortada y la cresta más pequeña y pálida que sus hermanos, mientras que los hermanos de las hembras tendrán un crecimiento de cresta mayor sin corte de la falange del dedo medio.



Literatura consultada

- Bell D, Weaver W. Commercial chicken meat and egg production. 5ª ed. EUA: Kluwer Academic Publishers, 2002.
- Buxadé C. El pollo de carne. España: Ediciones Mundi-Prensa, 1985.
- Etches RJ. Reproduction in poultry. RU: CAB International, 1996.
- Hill WG, Manson JM, Hewitt D. Poultry genetics and breeding. Proceeding of the 18th Poultry Science Symposium. British Poultry Science, 1985.
- Leeson S, Summers JD. Broiler breeder production. International Book Distributing, 2001.
- Quintana JA. Avitecnia. Manejo de la aves domésticas más comunes. 3ª ed. México: Trillas, 1999.
- Sauveur B, Reviers M. Reproducción de las aves. España: Ediciones Mundi-Prensa, 1992.
- Tullet SG. Avian incubation: Poultry Science Symposium number twenty-two. RU: Butterworth-Heinemann, 1991.



CAPÍTULO II

Infraestructura de las casetas para aves reproductoras

José Antonio Quintana López

2.1 TIPOS DE CASETAS PARA AVES REPRODUCTORAS Y SUS CARACTERÍSTICAS

Crianza o producción

Para alojar aves reproductoras pueden utilizarse:

- piso
- *slats* o rejillas
- jaulas

El sistema de producción en piso con cama ha evolucionado y presenta varias alternativas:

a) Piso con 100% de cama

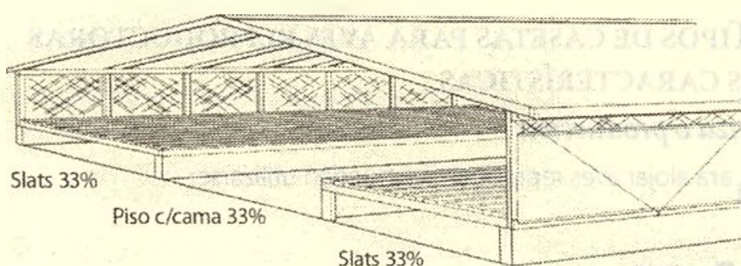
Este sistema se utiliza por ser económico y con el que las gallinas se encuentran más cómodas, lo cual propicia una mayor fertilidad (FIGURA 2.1); sin embargo, la densidad de población es menor (de tres a cuatro gallinas por metro cuadrado).

b) *Slats* o rejillas

Los *slats* consisten en una tarima o sobrepiso elaborado de tiras o listones de madera o plástico llamado rejilla, que ocupa un tercio del área de piso



FIGURA 2.1. Parvada de aves reproductoras pesadas en producción en piso con cama.
Foto: Xóchitl Hernández Velasco.



Fuente: Big Dutchman, 1998

FIGURA 2.2. Distribución de los *slats* en una caseta con piso con cama en el centro y dos tercios de *slats* en las partes laterales.

en el centro de la caseta, o dos tercios de *slats* en ambos extremos de ésta (FIGURA 2.2).

El enrejado, o *slats*, puede ser horizontal con respecto al piso, o con 10% de declive. La principal ventaja es que puede aumentarse la capacidad de alojamiento de las gallinas que están en piso. En gallinas reproductoras pesadas, presenta la desventaja de que disminuye considerablemente la fertilidad y aumenta la pododermatitis, sobre todo en los machos.

Los *slats* se elaboran de madera cepillada, sin nudos ni astillas, o son de plástico, con bordes superiores romos. Las medidas de las tiras o listones deben ser de 5 x 2.5 cm, y la separación entre los listones, de 1.5 a 2 centímetros.

Los *slats* se colocan de 50 a 60 cm del suelo firme. A esta altura las gallinas suben a éstos con relativa facilidad. En general, los gallos permanecen sobre la cama sin molestar a las hembras cuando comen o ponen (FIGURA 2.3).

c) Sistema mixto



FIGURA 2.3. Parvada de aves reproductoras pesadas en producción en piso con cama y dos tercios de *slats*. Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Las ventajas que tiene el sistema mixto de piso y *slats* son:

- Aumenta la densidad de gallinas por metro cuadrado (la cantidad depende de si se cubre uno o dos tercios de la caseta con *slats*), con respecto a cuando están sólo en piso.
- Disminuye la cantidad de huevo sucio, porque disminuye la ovoposición en el suelo.
- Hay menor espacio para el movimiento de las aves y por tanto la gallina gasta menos energía, con lo cual se obtiene un ahorro en su alimentación.
- Se facilita la recolección de huevo y se puede aumentar el número de gallinas por trabajador.
- Disminuye la mortalidad durante el ciclo de producción, debido a que las gallinas pasan más tiempo sobre el *slat* y tienen menor contacto con el suelo y sus heces.

Las desventajas son:

- Aumento considerable de la inversión inicial por concepto del costo de los *slats*.
- Incremento de pododermatitis en los gallos.
- Disminución de la fertilidad, ya que algunas gallinas no bajan de los *slats* al área de cama, que es donde tiene lugar el apareo.
- Cada gallina deja de producir de dos a tres huevos con respecto al piso con cama.
- Se dificulta el control de roedores porque éstos se esconden debajo de los *slats*.
- Se requiere mayor control ambiental.

Las mismas ventajas y desventajas se incrementarían en gallineros con 100% de *slats*.

Para que las gallinas pasen la mayor parte del tiempo sobre los *slats*, los comederos, bebederos y ponaderos se colocan sobre éstos (FIGURA 2.4); de esta forma, la mayor cantidad de excremento se colecta en la zona bajo el *slat*, lo que ayuda a incrementar la obtención de huevo limpio de los nidos.

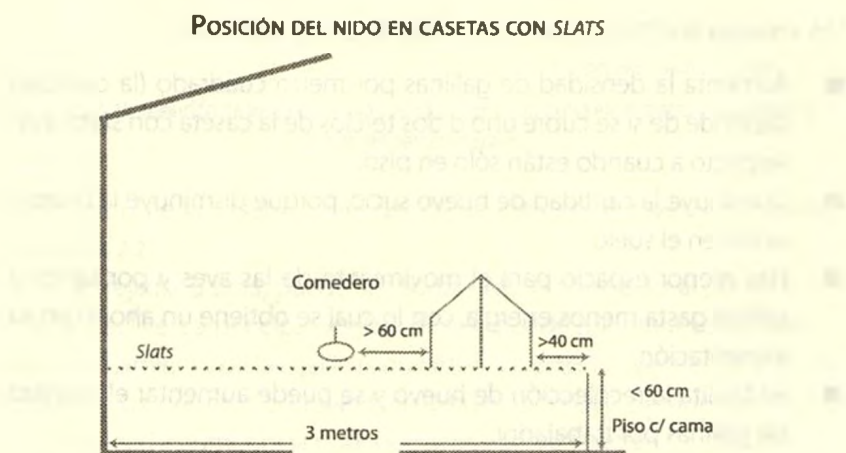


FIGURA 2.4. Vista transversal de un extremo de la caseta con *slats*, que muestra la localización del nido y del equipo de alimentación.* Fuente: Big Dutchman, 1998.

* Actualmente se han visto mejores resultados con el *slat* a una altura de 30 a 35 cm para gallinas reproductoras pesadas.

d) Jaulas

En algunos países desarrollados existen granjas que alojan aves reproductoras en jaulas, principalmente progenitoras y pies de cría de estirpes ligeras y semiligeras. Aunque las jaulas permiten alojar de 10 a 12 gallinas y de uno a dos gallos, hay avicultores que prefieren emplear la técnica de inseminación artificial, donde se colocan las gallinas en jaulas comerciales, requiriéndose únicamente de 1 a 2% de gallos, que aseguran 100% de animales inseminados.

La ventaja primordial de alojar a las gallinas reproductoras en jaula estriba en obtener huevo limpio, sin necesidad de nidos, cama o tapetes, o de desinfectarlos para su incubación.

A continuación se muestra el promedio de gallinas sugerido por metro cuadrado, de acuerdo con las condiciones de alojamiento, ya sea en ambiente natural o controlado.

Densidad de población en las casetas de las gallinas reproductoras

Las cantidades más altas de aves por metro cuadrado se sugieren para casetas con ambiente controlado (con control de luz, temperatura y ventilación). Ocasionalmente, cuando los factores ambientales son excelentes, se puede aumentar 10% la densidad de población (un ave/m²). Los valores indican la población de gallinas, sin contar a los gallos.

Densidad de población en las casetas de gallinas reproductoras

EDAD Y ETAPA PRODUCTIVA	NÚMERO DE AVES REPRODUCTORAS /m ²	
	LIGERAS Y SEMILIGERAS	PESADAS
Crianza. Hasta 6 semanas	10-12	8-10
Desarrollo. De 7 a 20 semanas	7-9	6-7
Producción. 100% piso con cama	6-7	5-6
Producción. 33% cama y 67% slats	7-9	5-6.5
Producción. 100% slats	10-12	No se recomienda

**En casetas de ambiente natural con clima cálido, se disminuye 20% la densidad de población.*

2.2 NIDOS

Los nidos, también llamados ponederos, son parte importante del equipo para las granjas de reproductoras, además de los comederos y bebederos. El número, funcionalidad, ubicación y manejo de éstos tienen fuerte impacto sobre la calidad y cantidad del huevo incubable, y los resultados indeseables aumentan cuando el huevo es puesto en el suelo.

Los huevos en suelo se consideran sucios y, por lo tanto, no sirven para incubación, ya que son difíciles de limpiar y desinfectar; por lo general, las bacterias se introducen a través de los poros del cascarón, y son la causa principal de contaminación bacteriana. Los huevos contaminados con bacterias son llamados “huevos bomba” porque comúnmente explotan durante la incubación y diseminan la contaminación dentro de la máquina.

Los pollitos que llegan a nacer se consideran de baja calidad y pueden morir a causa de la infección del saco vitelino. En granjas con buen manejo no debe haber más de 2% de huevo sucio y de piso, en reproductoras jóvenes, y no más de 3% en reproductoras viejas.

Por lo general los huevos puestos en el suelo:

- Se ensucian con excremento.
- Se contaminan rápidamente.
- Están expuestos a sufrir fracturas o microfracturas.
- Alargan el tiempo de recolección.
- Favorecen la “cloquez”.
- Incrementan el costo del huevo incubable.

Los nidos pueden ser automáticos o manuales y de diseño individual o comunitario. Cada día hay más nidos automáticos instalados; es decir, el huevo se recolecta por medio de bandas transportadoras.

Las reproductoras pesadas son más sensibles a la calidad y la ubicación de los nidos, que deben ser 10% más grandes que para reproductoras ligeras o semiligeras.

Tipos de nidos:

- Individual. Un nido para tres o cuatro gallinas, que es, por lo general, un cubo de 30 x 30 x 30 cm (ancho, alto y fondo). La ventaja es que

puede limpiarse fácilmente, y cuando se ensucia, no se afectan los demás, que continúan limpios.

- Comunitario. Un ejemplo es un nido de 50 cm x 1 m (0.5 m²) para 35 a 40 gallinas. En Europa suelen ser de 60 cm x 1.8 m, para 70 a 75 gallinas.

En estos nidos, las gallinas están menos cómodas y sin privacidad, son molestadas por las demás que van a poner, y aparentemente existe menor predisposición a la cloquez.

Se sugiere colocar de 10 a 20% más de nidos en climas muy cálidos. El acceso a los nidos debe ser facilitado por medio de rampas, perchas o *slats*.

Los nidos tendrán una barrera (puede ser la misma percha), para impedir la entrada de las gallinas durante la noche y evitar que éstos se ensucien.

Además, existen ponederos en uno, dos y hasta tres niveles o pisos:

- Ponederos de un piso. Se sugieren para gallinas progenitoras de la línea macho.
- Ponederos de dos pisos: Se recomiendan para gallinas reproductoras pesadas.
- Ponederos de tres pisos. Se usan para gallinas reproductoras ligeras y semiligeras.

Ubicación de los nidos:

Se pueden colocar a lo largo del eje longitudinal de la caseta, o en forma transversal; también pueden estar adosados a las paredes, cabeceiras o en las esquinas. La altura de los nidos con respecto al piso puede ser de 40 a 50 cm.

Para evitar que las gallinas pongan en el suelo o debajo de los nidos, se coloca malla metálica alrededor de éstos, o se bajan los nidos al suelo y poco a poco se suben hasta alcanzar 40 cm de altura.

En caso de haber *slats*, una parte del nido se puede colocar directamente sobre el *slat* y la otra, elevada de la cama. De esta forma la gallina se sube al *slat* para poder entrar al nido.

A manera de resumen, los ponederos se pueden clasificar por:

- La forma de recolección del huevo, en:



- manuales
- automáticos
- *Su tamaño y capacidad, en:*
 - individuales
 - comunitarios.
- *Su diseño o número de niveles, en:*
 - de un piso
 - de dos pisos
 - de tres pisos.

La calidad, cantidad, ubicación y manejo de los nidos es indispensable, dada la necesidad de producir huevos incubables.



Autoevaluación

1. ¿Qué es el *slat*?
2. Enliste las ventajas de los sistemas de alojamiento *slat*-cama.
3. Enliste las desventajas de los sistemas de alojamiento *slat*-cama.
4. ¿Cuáles son las características importantes de los nidos, desde el punto de vista de la productividad?



Respuestas

1. Es una especie de tarima o "sobrepiso" a 50 o 60 cm del suelo; también es llamada rejilla, y está elaborada de madera y más comúnmente de material plástico en tiras o acanalado, que permite la caída de las excretas a la parte inferior y evita que las aves estén en contacto directo con éstas, y se puede instalar en la totalidad de la caseta, como único tipo de piso, o bien, combinado con el piso de la caseta.
2. Aumenta la densidad de gallinas, en comparación con el piso de cama. Disminuye la cantidad de huevos sucios, porque reduce los huevos puestos en el suelo y las patas de las gallinas están más limpias al momento de entrar al nido. Al haber menos espacio para el movimiento de las aves, y debido a que están con ambiente controlado, la gallina requiere menor cantidad de energía en el alimento.

Se facilita la recolección de huevos y en general se puede aumentar el número de gallinas por trabajador. Disminuye la mortalidad durante el ciclo de producción, porque las gallinas pasan más tiempo (duermen) sobre el *slat*, y están menos tiempo en contacto con el suelo y con el excremento.

3. Incremento considerable de la inversión inicial, por el costo de los *slats*. Aumento de pododermatitis en los gallos. Disminución de la fertilidad, por pododermatitis en los gallos y porque algunas gallinas no bajan del *slat* al área de piso, que es donde se realiza el apareo. Baja la producción de dos a tres huevos por gallina, en comparación con el piso con cama. Puede aumentar el problema de ratas, porque se esconden debajo de los *slats* y se requiere mayor control ambiental.

- 4. Deben estar en cantidad adecuada, ser funcionales, tener una buena ubicación y buen manejo, para evitar que las gallinas pongan en el piso y se incremente la cantidad de huevos contaminados y pollitos de mala calidad.



Literatura recomendada

- Bell D, Weaver W. Commercial chicken meat and egg production. 5ª ed. EUA: Kluwer Academic Publishers, 2002.
- Buxadé C. El pollo de carne. España: Ediciones Mundi-Prensa, 1985.
- Etches RJ. Reproduction in poultry. RU: CAB International, 1996.
- Hill WG, Manson JM, Hewitt D. Poultry genetics and breeding. Proceeding of the 18th Poultry Science Symposium. British Poultry Science, 1985.
- Leeson S, Summers JD. Broiler breeder production. International Book Distributing, 2001.
- Quintana JA. Avitecnia. Manejo de la aves domésticas más comunes. 3ª ed. México: Editorial Trillas, 1999.
- Sauveur B, Reviers M. Reproducción de las aves. España: Ediciones Mundi-Prensa, 1992.
- Tullet SG. Avian incubation: Poultry Science Symposium number twenty-two. RU: Butterworth-Heinemann, 1991.



C

A P Í T U L O III

Implementos en las casetas de aves reproductoras

Marco Antonio Juárez Estrada

INTRODUCCIÓN

En la actualidad las empresas avícolas realizan la crianza y desarrollo de las aves reproductoras durante un periodo de 1 a 20 semanas, en la misma caseta donde se llevará a cabo la fase de reproducción, sitio en el cual permanecerán hasta las 60 a 65 semanas de edad. También es usual efectuar la crianza y desarrollo en una granja y para la fase de producción del huevo fértil, las aves se trasladan a otra granja. Si el sistema es todo-dentro todo-fuera no existe ningún tipo de problemática desde el punto de vista sanitario; sin embargo, si el sistema en la granja destino es de edades múltiples, esto puede representar un riesgo en la transmisión de enfermedades de las aves mayores que las recién llegadas. El equipo utilizado en cada etapa puede variar de acuerdo con el nivel de tecnificación de la empresa. La tendencia global actual es contar con la mayor automatización; no obstante, muchas empresas que tienen casetas abiertas aún utilizan equipo para el que se requiere una gran participación de la mano de obra, tanto en la alimentación como en la recolección del huevo fértil. El presente capítulo se refiere a los principales implementos que se utilizan para la manutención de las aves reproductoras y la producción de huevo fértil.

3.1 EQUIPO NECESARIO DURANTE LA FASE DE CRIANZA Y DESARROLLO

Equipo de calefacción

Una opción para la calefacción es el empleo de criadoras convencionales de campana, que constan de un cono invertido de lámina galvanizada, donde la flama calienta una estructura de cerámica, la cual, a su vez, irradia calor hacia las aves. La campana mide 1.5 m de diámetro, y la criadora genera de 32 000 a 42 000 BTU por hora. Otro tipo de criadora es la de rayos infrarrojos o catalítica, en diferentes modelos y capacidades de calefacción; ésta es mucho más eficiente que las convencionales.

Independientemente del tipo de equipo, lo importante respecto a la calefacción es mantener a las aves en un ambiente confortable, donde la temperatura varíe según la edad, pues conforme aumenta, éstas van requiriendo menor calefacción, e incluso necesitarán ventilación. Al mismo tiempo, se debe evitar que el pollito pierda calor al tener contacto directo con el piso, por la diferencia de temperatura, lo cual se logra por medio de la colocación de la cama, que también protegerá al animal de la dureza del piso y absorberá la humedad de sus deyecciones, por lo que deberá estar conformada por un material que sea un buen aislante y absorbente.

Es importante procurar que el equipo de calefacción, además de proveer todas estas condiciones de temperatura, tenga un eficiente consumo de gas y, por lo tanto, disminuya los costos totales de producción. En cuanto al aprovisionamiento constante de gas en climas templados, fríos o durante el invierno, hay que considerar la instalación de un vaporizador regulado con presión de trabajo de acuerdo con la altura sobre el nivel del mar donde se encuentre la granja de aves reproductoras, con la finalidad de mantener un flujo constante de gas hacia las criadoras, aun en condiciones de frío exterior extremo.

En la crianza de aves reproductoras en naves de ambiente natural con calefacción local, se emplean cámaras de crianza, para confinar a los animales en la zona de confort con una densidad máxima de 30 aves/m². En el interior de la caseta se utilizan cortinas dobles de polietileno o lona

plastificada, y en las orillas de la cámara de crianza se puede emplear lámina galvanizada como guardas, para evitar que los pollitos se salgan de ahí y se alejen de las fuentes de calor y alimento durante los primeros días de vida; generalmente las láminas se amplían o se retiran a los 7 días de edad.

En sistemas de crianza dentro de casetas con ambiente controlado tipo *dark out*, la calefacción se realiza con campanas catalíticas, con calefactores ambientales de aire forzado del tipo de los turbocalentadores y los tubos radiantes infrarrojos, los cuales pueden usarse hasta para densidades de 21 aves por metro cuadrado.

Equipo de alimentación

Regularmente, los machos y las hembras reproductoras pesadas se crían en la misma caseta, pero separados por una división (FIGURA 3.1); algunas empresas proveedoras del pie de cría recomiendan mantenerlos separados hasta las seis semanas de edad, aunque se obtienen mejores resultados cuando la división permanece hasta las 20 o 21 semanas de edad. Es conveniente calcular la cantidad de equipo de acuerdo con el número de aves en iniciación. La proporción de machos será, en promedio, 10% de la población de las hembras ligeras y semipesadas, y de 13 a 15% de las reproductoras pesadas.



FIGURA 3.1. Sección de una caseta para la crianza de gallinas reproductoras pesadas.

Foto: Marco A. Juárez Estrada

Comederos y bebederos empleados durante la etapa de crianza y desarrollo

Al iniciar la crianza de aves reproductoras se puede suministrar el alimento en charolas de plástico redondas (50 cm de diámetro) o rectangulares (60 X 40 cm); ambos tipos de comederos se emplean en una proporción de 8 a 10 por cada 1 000 aves, y las minitolvas, de 10 por cada 1 000 aves (FIGURA 3.2). Actualmente la alimentación de arranque se suele reforzar con el uso de tiras de papel estraza de 90 a 100 cm de ancho, por el largo de la cámara de crianza. Se distribuyen de dos a tres tiras a lo ancho de la cámara o caseta, sobre las cuales se deposita el alimento durante los primeros 5 a 7 días. En esta etapa se puede elegir un solo tipo de comedero, o combinarlo con cualquier otro, o incluso con el que se utilizará en las fases de desarrollo y producción.

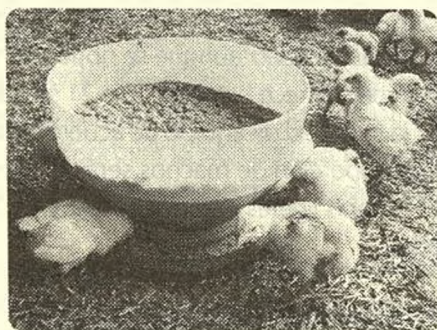


FIGURA 3.2. Comedero minitolva utilizado durante los primeros días de edad de la parvada.

Foto: Marco A. Juárez Estrada

En la primera semana de vida, en casetas con sistemas manuales de alimentación, aún se utilizan los bebederos tipo vitrolero (10/1 000 aves), aunque la tendencia actual es recibir a los pollitos reproductores con bebederos automáticos: minibebedero o de tetina (*nipple*).

En la crianza se recomienda una proporción de 10 a 15 aves por bebedero de tetina, que al primer día de edad debe estar a la altura del ojo del pollito y 3 días después, más elevado, de modo que el pollo levante la cabeza a 45° del eje longitudinal del bebedero. Para estimular la curio-

sidad y aprendizaje del ave se requiere que desde el primer día haya una gota colgando de la apertura del perno de salida (FIGURA 3.3).

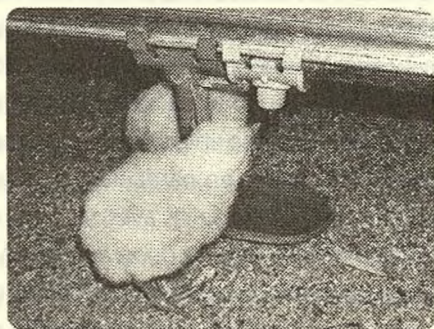


FIGURA 3.3. Bebedero de tetina utilizado durante la recepción y crianza de aves reproductoras pesadas. Foto: Marco A. Juárez Estrada

El espacio lineal de comedero requerido por cada ave aumenta progresivamente de acuerdo con la estirpe y la edad. En algunas empresas se sigue usando el comedero de tolva manual, que mide 45 cm de diámetro y se emplean 25 unidades por cada 1 000 aves; en el automático de canal para reproductoras pesadas se inicia con 3 a 5 cm por ave, y cuando están completamente emplumadas se aumenta a 7 cm por ave; a la madurez sexual se proporcionan 12 cm por ave, hasta llegar a la producción donde se requieren 15 cm por hembra y de 15 a 20 cm por macho. La velocidad de la cadena es de 12, 18 o 36 m/min, lo cual depende del tipo de alimentación (*ad libitum* o restringida), dimensiones de la caseta, número de tolvas de suministro en la caseta, cantidad, edad y propósito zootécnico de las aves, ya que en reproductoras pesadas el consumo comienza a controlarse desde el principio de la crianza, en tanto que en reproductoras ligeras este puede ser a libre acceso. La velocidad de la cadena va en función de poder repartir en menos de dos minutos el alimento a todas las aves dentro de la caseta. La capacidad del comedero es de 0.7 a 1.5 kg de alimento por metro.

Los comederos automáticos de plato (20 comederos/1 000 aves) en general son preferidos para la alimentación de machos; sin embargo, existen modelos que pueden usarse para la alimentación de las hembras

durante todo su ciclo, y cuentan con rejillas de restricción ajustables a lo ancho y largo para evitar que el macho consuma de ellos durante la etapa de producción. En cuanto a los bebederos, pueden ser de tipo campana (de 8 a 10 por 1 000 aves) o tetina (de 70 a 85 por 1 000 aves en crianza y desarrollo, y de 10 a 12 aves por bebedero, en reproducción).

Es importante verificar las recomendaciones del fabricante en cuanto a las unidades de presión del agua en psi (del inglés *pounds per square inch*) para cada bebedero de tetina en particular. De acuerdo con el clima, la edad y la finalidad zootécnica de las aves, y con la experiencia del encargado de la crianza o producción, se debe decidir en qué momento se utilizan los bebederos con alto o bajo flujo. En climas cálidos se debe reducir el número de aves por bebedero en correlación con los programas de restricción de agua/luz que se establezcan según el sistema de crianza y producción.

3.2 CONSIDERACIONES GENERALES DE MANEJO DEL EQUIPO

Comederos

Los comederos para reproductoras en producción generalmente son del mismo tipo que los utilizados para aves en crecimiento; sin embargo, se debe considerar un espacio mayor por ave. Se recomienda mantener el nivel del fondo del comedero a la altura del dorso del ave.

En las granjas donde se emplea parcialmente el piso de rejilla o *slats* (1/3 o 2/3) es necesario supervisar la altura que tiene con relación al nivel del piso; si las aves son pesadas o el *slat* tiene una altura superior a 40 cm, es conveniente colocar rampas para facilitar el acceso y así disminuir problemas locomotores.

En el caso de comederos automáticos, debe existir un equilibrio, de manera que todas las aves tengan acceso simultáneo al alimento y se evite que los animales de menor tamaño o poco competitivos sean discriminados, así como que se desperdicie el alimento. Para prevenir esto último, el borde del comedero tiene un tipo de visera de plástico o metal, de cinco a seis centímetros.

Los sistemas de alimentación que se usen deben ser los específicamente diseñados para aves reproductoras, lo cual es de extrema importancia para poder hacer más eficiente la alimentación por separado.

Existen modelos de plato automático con cazoleta, diseñados para el crecimiento y la reproducción. Esta cazoleta contiene otra interna, la cual se llena automáticamente a través de tres orificios; los pollitos pueden entrar y salir a través de la rejilla con gran facilidad. Después de la crianza se levanta el cabestrante hasta cerrar los orificios; el alimento fluye hacia la cazoleta interna por la parte de abajo del cono de alimentación, con lo que se distribuye el alimento de forma homogénea. Una rejilla de restricción integrada a la cazoleta permite la alimentación separada por sexos. La parrilla tiene un anillo para hacer más profunda la cazoleta, lo cual evita pérdidas de alimento.

Existe otro sistema automático de platos en línea para la fase de iniciación, crecimiento y reproducción, en donde los platos de la línea de iniciación y crecimiento se intercambian por las cazoletas, sin que sea necesario desmontar toda la línea; de esta manera puede ser usada en la etapa de reproducción: se asigna un plato automático por cada 12 hembras reproductoras adultas; posee además un tornillo de alta velocidad, que regula, homogeneiza y distribuye el alimento uniformemente y al mismo tiempo en todos los platos. Para la alimentación por separado, los machos pueden utilizar también platos automáticos de 33 cm de diámetro, en una proporción de un plato para 7 o 9 machos. Lo importante es que se cuente con un sistema interno de distribución del alimento rápido, homogéneo y simultáneo en todos los platos. En algunas empresas aún se usan sistemas de tolva manual, en los que se asigna de 20 a 30% más de espacio o equipo que en los sistemas automáticos (FIGURAS 3.4, 3.5 y 3.6).

Los sistemas de alimentación manual deben ser sustituidos progresivamente por comederos automáticos, ya que la alimentación en reproductores pesados está generalmente basada en programas de restricción de acceso al alimento. Una de las condiciones de este sistema es que la alimentación sea lo más homogénea y simultánea posible, para evitar alteraciones en la uniformidad de la parvada o bajas en la producción de



FIGURA 3.4. Comederos de tolva manual para hembras reproductoras pesadas con rejillas de exclusión para machos. Foto: Marco A. Juárez Estrada

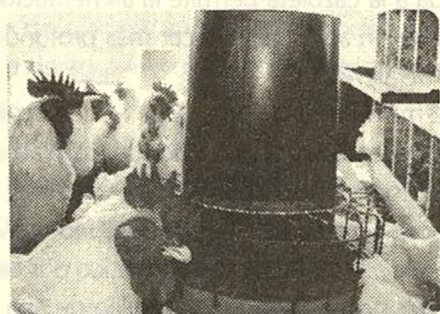


FIGURA 3.5. Caseta de producción donde se observa el tamaño de la cabeza de un macho reproductor maduro en comparación con el alto y ancho de las rejillas de exclusión del comedero para hembras. Foto: Marco A. Juárez Estrada



FIGURA 3.6. Durante los periodos en los que no se alimenta a las aves, el equipo de alimentación puede levantarse para proporcionar mayor espacio y confort a la parvada. Foto: Marco A. Juárez Estrada.

huevo o fertilidad. El tiempo de abastecimiento de alimento al total de los comederos debe ser menor de tres minutos.

En los sistemas donde se usa el comedero de canal automático en crianza y desarrollo, la cadena de arrastre tiene profundidad regulable y las rejillas impiden el desperdicio de alimento. Con relación a la longitud del comedero automático o manual en producción (15 cm/ave; CUADRO 3.1) Debe considerarse que estos comederos cuentan con dos lados, por lo que es recomendable la utilización de rejillas excluyentes para facilitar la alimentación por sexos separados; los comederos de las hembras, por ejemplo, pueden ser de canal, y los de los machos, de plato automático; en la rejilla de exclusión, los de las hembras tendrán una distancia entre las barras de 43 a 45 mm de ancho y 60 mm de altura. Los comederos de canal pueden ser de cadena de arrastre, o bien, estar provistos de un tubo en la parte superior de la rejilla, el cual, a su vez, contará con un tornillo sin fin en el interior, que sirve para distribuir rápidamente el alimento a lo largo de todo el comedero de canal (FIGURA 3.7). Los comederos de los machos se colocan más altos y deben ajustarse continuamente para evitar que las hembras roben de éstos el alimento (FIGURA 3.7).

CUADRO 3.1
Comedero de canal automático

TIPO DE AVE	DENSIDAD DE AVES/M ²	TIPO DE ALIMENTACIÓN	NÚMERO DE AVES/M LINEAL	CM LINEALES/ AVE	ALIMENTO EN G/AVE/DÍA
Reproductoras pesadas en crianza	7-10	Restringida	14-17	12-14	Hasta 100
Reproductoras pesadas en producción 3.5 kg	4.5 – 6.5	Restringida	12-15	12-15	130-170

Bebederos

Los bebederos automáticos tipo campana se usan en una proporción de un bebedero por de 60 a 70 aves. Tienen la ventaja de no necesitar que

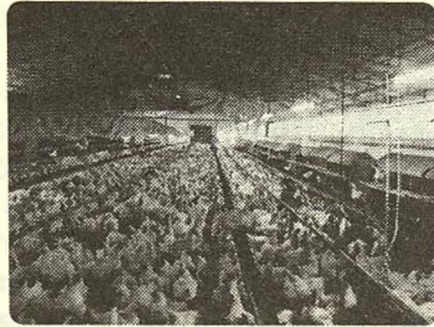


FIGURA 3.7. Comederos automáticos de canal para hembras con rejillas de exclusión y comederos de plato automático para machos. Foto: Marco A. Juárez Estrada

el piso de la caseta ni el de entre las líneas de bebederos se encuentren completamente nivelados. Los bebederos de campana se cuelgan de la estructura del techo, ocupan poco espacio y favorecen el movimiento de las aves en la caseta, por lo que son aún recomendables para reproductoras pesadas a pesar de ser un sistema abierto y, por lo tanto, cuestionable desde el punto de vista de la calidad microbiológica del agua, así como del aumento de humedad en la cama; sin embargo, son capaces de proveer gran cantidad de agua, incluso en condiciones extremas; aunque necesitan vigilancia, es fácil observar su buen funcionamiento a simple vista.

Actualmente los bebederos más utilizados son los de tetina, en proporción de 6-8 aves por bebedero. El sistema que cuenta con cazoleta abajo del perno de salida de la válvula reduce el desperdicio y la humedad en la cama. Las líneas de bebederos de tetina deben colocarse entre 70 cm y 1 m de distancia de los nidos, con la finalidad de promover el uso de los nidos. La distancia mínima entre las líneas de comederos y las de bebederos debe ser de 60 a 70 centímetros.

La ventaja de utilizar bebederos de tetina es que al ser un sistema completamente cerrado, ofrecen agua limpia todo el tiempo; mantienen la cama más seca, y en consecuencia las aves muestran menos ampollas en la pechuga o pododermatitis; las aves permanecerán en un ambiente más limpio, con mejor estado de salud y menor mortalidad, y además se reducirá el empleo de mano de obra. Sin embargo, el sistema de

bebederos de tetina es más caro, requiere mayor conocimiento técnico y mantenimiento; es necesario asegurar que el agua llegue a cada una de las partes con la misma presión, aunque una vez estandarizado, su funcionamiento requiere un manejo diario mínimo; necesita supervisión diaria en el abasto de agua en cada parte de la caseta, y los bebederos se deterioran con agua dura, ya que ésta afecta sus componentes internos.

Se recomienda colocar una línea de bebederos de tetina cada 2.5 a 3.5 metros del ancho de la caseta; es fundamental que siempre se instale una línea más de bebederos que de comederos; es decir, si se cuenta con tres líneas de comederos, debe haber cuatro de bebederos. Si en la producción se emplean *slats*, se aconseja incluir únicamente dos líneas de bebederos tipo *nipple*.

En general, en el mercado existen dos tipos de bebederos de tetina: los de flujo bajo (50-60 ml/min), sin cazoleta de escurrimiento, y los de flujo alto (120-150 ml/min), comúnmente equipados con cazoleta. Las aves requieren cantidades variables de agua, por lo que es conveniente regular el flujo de ésta, de acuerdo con la situación específica, como edad de la parvada, clima, sistema de drenaje y programa de acceso al agua.

Los factores más importantes para elegir el tipo de bebedero de tetina se relacionan principalmente con la estirpe de aves reproductoras (pesadas, semiligeras –semipesadas– o ligeras). La mayoría de estos bebederos tienen una base con un orificio y una válvula (perno) que se coloca en un casquillo para incrementar o disminuir el flujo de agua. Otra característica para crear un mejor flujo de agua es unir un disco o un botón en la extremidad del perno o *pin*, lo que detiene temporalmente el agua, que es extraída por el ave al tocar el perno, pero el disco incrementa la salida de agua y de esta manera hay disponibilidad inmediata en cualquier momento.

Consideraciones básicas de un sistema de bebederos de tetina

1. La altura del bebedero debe ajustarse de acuerdo con el tamaño del ave; regularmente debe mantener un ángulo de 45°, de manera que el ave estire ligeramente el cuello para poder alcanzarlos.
2. La presión de agua en el sistema de bebederos se ajusta periódicamente, según las recomendaciones del fabricante del sistema (se

- puede iniciar con 6 psi, aumentar cuatro a partir de la tercera semana y llegar a un límite de 25 psi).
3. El sistema de bebederos se limpia con agua a presión (*flushing*), con la finalidad de renovar el agua en todo el sistema, y así proporcionar agua fresca a las aves.
 4. Para limpiar las líneas y remover el *biofilm* o biopelícula se utilizan algunas sustancias químicas.
 5. La calidad del agua debe corresponder a las indicaciones del fabricante; en general se recomienda agua potable, limpia y fresca. El total de sólidos disueltos no debe exceder las 3 000 ppm. Se recomienda niveles menores a 20 ppm de sales de calcio y magnesio (niveles altos de estas sales hacen al agua dura, la cual es dañina para los bebederos) y la salinidad no deberá exceder las 1 000 ppm. Cuando el agua no llena los requisitos en cuanto a su contenido de sales, se pueden usar suavizadores y filtros o tratamientos químicos, según sea el caso.
 6. Usar los desinfectantes recomendados por el médico veterinario zootecnista, de acuerdo con las indicaciones técnicas de resistencia de los materiales utilizados en la fabricación del equipo.
 7. La cloración se puede usar para sanitizar el agua, contribuye a controlar el crecimiento bacteriano y evita la aparición de limo y algas en las líneas de agua; una cantidad de 3-5 ppm de cloro es adecuada para los bebederos. Un análisis de agua cada tres meses es una buena práctica para determinar si se requiere o no tratar el agua con cloro de forma constante. Es imprescindible el uso de filtros, debido a que los detritus o la biopelícula pueden bloquear el sistema, o bien, causar fugas de agua.
 8. La caseta debe encontrarse nivelada, si existe una inclinación pronunciada en el plano longitudinal de ésta, se emplean rompedores de presión cada 15 cm de desnivel.
 9. En una caseta de doce metros de ancho, es recomendable instalar al menos cuatro líneas de bebederos de tetina; el mínimo de largo es de 60 m y el máximo de 120 m; las líneas regularmente se encuentran suspendidas del techo cada tres metros.

10. Se debe tener en cuenta el número total de aves por caseta, con la finalidad de instalar la cantidad correcta de bebederos. El tipo de bebedero de tetina se encuentra relacionado con el área, el clima y la finalidad zootécnica de las aves.
11. La instalación del sistema debe ser correcta desde el inicio, y enfocarse a evitar fugas u oclusiones del flujo de agua.
12. Se recomienda instalar un medidor para conocer el consumo de agua diario y acumulado de las aves. La descripción de los medidores, dosificadores, medicadores, presurizadores o hidroneumáticos, válvulas de paso y selenoides es muy específica, por lo cual se indica sólo su acción general.
13. Se deben usar medicadores y mezcladores especializados para la administración de vacunas, antibióticos, vitaminas y desinfectantes.

Ponederos

El conocimiento apropiado, por parte del médico veterinario, de las características, número, colocación y manejo de los ponederos, constituye un elemento fundamental para el correcto funcionamiento de las casetas de aves reproductoras.

Existen diferentes tipos de ponederos:

- a) De acuerdo con el material empleado en su construcción: madera, aluminio, plástico, lámina galvanizada, etcétera.
- b) De acuerdo con la capacidad y dimensiones: individuales (CUADRO 3.2), regularmente de tipo manual (FIGURA 3.8) y colectivos (comunitarios), por lo general de tipo automático.
- c) Según el tipo de recolección de los huevos: manuales y automáticos.
- d) De acuerdo con su diseño: de uno, dos o tres pisos.

CUADRO 3.2

Dimensiones de un ponedero individual estándar

Ancho (frente)	25-30 cm
Largo (profundidad)	30 cm
Altura	30-35 cm

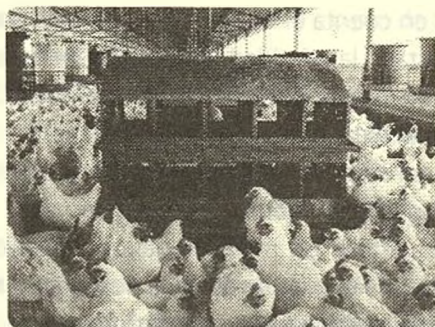


FIGURA 3.8. Ponederos manuales individuales colocados en dos hileras en forma transversal a lo largo del eje longitudinal de la caseta.

Foto: Marco A. Juárez Estrada

Los ponederos deben colocarse de preferencia en las áreas de menor luminosidad. Se pueden usar ponederos colectivos para 60 aves de 60 cm de ancho, por 2.4 m de longitud.

Nidales con un espacio (hueco) con capacidad que varía dependiendo del tipo de ave; de hecho, todos los nidales son colectivos y la diferencia es si son manuales o automáticos (un nidal convencional tiene 10 huecos).

Es esencial contar con suficientes ponederos para mantener una adecuada relación de ponedero:número de hembras. La altura y tipo de ponedero para las diferentes estirpes de aves reproductoras se encuentran ejemplificados en el CUADRO 3.3.

CUADRO 3.3

Número de aves, altura sobre el nivel del piso del primer nivel de ponederos y número de pisos de los nidales para diferentes tipos de ave

TIPO DE AVE	NÚMERO DE AVES POR PONEDERO	TIPO DE PONEDERO	NIVEL DEL PISO*
Ligeras	5 a 6	3 pisos	De 40 a 60 cm
Semiligeras*	4 a 5	2 a 3 pisos	De 20 a 40 cm
Pesadas	3 a 4	1- 2 pisos	De 10 a 30 cm

Es la altura comprendida entre el nivel de la cama y el piso del ponedero inferior.

** también llamadas semipesadas*

Los nidos pueden ser de dos o tres pisos; por tanto, es imprescindible colocar perchas que permitan el acceso. Las que se localizan en el primer piso deben sobresalir para actuar como peldaños, y permitir a las aves subir a los pisos superiores (FIGURA 3. 9).



FIGURA 3.9. Unidad de 20 nidos con cama de paja de avena y perchas que se abaten hacia arriba para cerrarlos en la noche. La ventilación es importante para el confort de las hembras.

Foto: Marco A. Juárez Estrada

En ponederos de recolección manual, aunque se requiere más mano de obra, resulta un menor número de huevos rotos o con fisuras. La recolección automática (utilizada en naves con pisos de rejillas o *slats*) puede originar que los huevos se dañen al chocar entre sí o con las diversas partes del sistema, lo cual incrementa el porcentaje de huevos no incubables. Los nidos automáticos deben mantener espacios de 38 cm entre las secciones de nidos, para permitir el paso de las aves, pisos de percha de un largo mayor a 4 m, y 30 cm al frente del nido o el borde del piso del *slat*.

Las gallinas prefieren un lugar poco iluminado para realizar la ovoposición; en los nidos automáticos muestran preferencia por el piso color gris y de textura suave (tapetes). Actualmente existen nidos automáticos que favorecen que los huevos recién ovopositados caigan inmediatamente a la banda de recolección central; en algunos modelos el piso del nido tiene la capacidad de tomar una forma cóncava donde la gallina se siente cómoda para ovopositar viendo hacia el exterior del nido; esta

concavidad tiene una mayor inclinación hacia la banda central recolectora, lo cual favorece que inmediatamente después de ser ovopositado, el huevo rueda hacia ella, evitándose que permanezca en el nido con el riesgo de ensuciarse o romperse. Un poco antes de cerrar los nidos por la tarde o la noche, el piso se torna convexo, lo que favorece que los huevos que quedaron en el nido rueden hacia la banda central; más tarde, el mismo piso del nido se abate en un ángulo de 90° sobre el eje de la entrada del nido, cerrándolo e impidiendo que las gallinas pernocten en el interior, lo cual facilita que se mantenga limpio y evita la acumulación de cualquier materia orgánica.

En los ponederos de dos pisos, al principio es recomendable abrir sólo los pisos superiores, con la finalidad de que las aves se acostumbren a utilizarlos; de lo contrario tenderán a emplear únicamente los del piso inferior.

Los requerimientos de equipo en la reproducción dependen principalmente del tipo de comedero utilizado para cada sexo. Las hembras necesitan grandes cantidades de calcio, mientras que los machos requieren menos calcio y proteínas; si los machos roban alimento a las hembras, el exceso de proteína y energía puede hacer que aumenten de peso, de tal forma que su capacidad de apareamiento se reduce, lo cual contribuiría a disminuir la fertilidad de la parvada. Por otra parte, si las hembras roban alimento a los machos, el consumo y contenido de calcio y proteína es insuficiente, lo cual traería problemas carenciales al embrión, o bien, afectaría el proceso de incubación. En la práctica, un alimento especial para machos con bajo contenido de proteína realmente no contribuye a un ahorro significativo; aunque es más barato, se necesitan muy bajas cantidades de éste, y su proceso de elaboración y distribución implica a la larga más problemas, así que suele utilizarse el mismo alimento de las hembras, pero, eso sí, restringiendo su consumo diario. En aves reproductoras ligeras y semiligeras (semipesadas) pueden criarse ambos sexos juntos, porque los machos consumirán de la ración de las hembras, sin mayor problema; sólo es necesario regular la altura de los comederos. En aves reproductoras pesadas, el control del peso es esencial; por lo tanto, se requiere implementar un programa de restricción en el consumo de

alimento, para evitar que las hembras engorden y en consecuencia se afecte su postura y fertilidad, mientras que en el caso del macho, que esta condición le imposibilite pisar a la hembra.

Para la alimentación por sexos separados en las aves reproductoras pesadas, se han creado diversos sistemas, de acuerdo con las diferentes características físicas entre hembras y machos; las hembras tienen menor estatura, su estructura ósea es más ligera y tienen la cabeza más pequeña; por esto, el nivel del comedero para hembras es más bajo con respecto al de los machos y tiene rejillas de restricción que sólo permiten el paso de la cabeza de las hembras.

Una alternativa usada sólo en machos reproductores pesados, y que cada vez es menos utilizada, consiste en colocar una barra de plástico llamada *noz-bone* (hueso de la nariz), que se fija de manera transversal al pico de los gallos, pasando a través de los orificios nasales, lo que reduce la posibilidad de que éstos se alimenten en los comederos de las hembras.

El uso del *noz-bone* se ha reducido debido a que aun con él algunos machos jóvenes y de menor tamaño, así como los machos de algunas estirpes que presentan poca diferencia en el grosor de la cabeza entre machos y hembras podían robar alimento de las hembras; además, en caso de no estar bien colocado, les causa molestia permanente, por lo que no se alimentan adecuadamente ni copulan con las hembras.

3.3 DISTRIBUCIÓN DEL EQUIPO DE ACUERDO CON EL TIPO DE EXPLOTACIÓN

Disposición de los comederos y bebederos en la caseta, de acuerdo con el sistema de producción

- **Sobre piso con cama.** En reproductoras pesadas no se recomienda manejar más de 4.5 aves por metro cuadrado. En este sistema, generalmente los bebederos y comederos se disponen en línea a lo largo de la caseta. Se realiza el manejo constante de la cama para evitar acumulación de humedad, principalmente en el área cercana a los bebederos; si hay cama mojada, ésta se desecha y se reem-

plaza por una nueva. En sus patas, las gallinas pueden llevar a los ponederos heces, materia orgánica y humedad, lo cual contamina la cama del nido con bacterias, hongos y virus. El trabajador que suministra el alimento a lo largo de la caseta, o que lava los bebederos, debe desplazarse despacio, sin movimientos bruscos, para evitar la agitación de la parvada, ya que al cambiar inadvertidamente por desplazamiento territorial a los machos, éstos pueden tener peleas y aumentar la tensión, especialmente las aves reproductoras ligeras, pues son más nerviosas.

- **Sobre *slats* o rejillas de plástico.** En la estructura de tipo horizontal, los bebederos se ubican sobre los *slats* para evitar que se humedezca la cama en caso de fugas. Los comederos se encuentran paralelos a los bebederos. En caso de aumentar la densidad de aves por metro cuadrado, el descanso sobre los *slats* y el desplazamiento resultan incómodos, y es necesario incrementar el número de comederos y bebederos por ave; en este sistema siempre se considera un área sin *slat*, directamente en el piso, la cual es necesaria para que las aves efectúen la cópula de manera cómoda. En el sistema norteamericano, en naves de ambiente controlado, se emplean dos tercios de *slats* laterales y un tercio de piso central; en el sistema europeo, el área de *slats* es central y existen dos pasillos laterales de piso.
- **Sobre *slats* o tela de alambre dispuesta en declive (sistema *Bressler*).** En este tipo de estructura se deja un pasillo central libre para el tránsito de los trabajadores, y las aves se colocan sobre el piso con un declive de 2 a 3%. Este sistema permite que los huevos fértiles puestos fuera de los nidos rueden a una canaleta, lo que facilita su recolección. Se recomienda colocar los nidos sobre los *slats* transversalmente al eje longitudinal de la caseta, cerca del pasillo. Los bebederos se ubican sobre los *slats* en la parte más alejada del pasillo; si los comederos son manuales pueden colocarse cerca del pasillo central, de manera alterna entre los núcleos de nidales individuales; en caso de ser automáticos, se disponen paralelos a la línea de los bebederos, cerca del centro de la caseta.

- **Sobre el piso con cama, con una a dos terceras partes ocupado por *slats* (mixto).** Los *slats* se utilizan con el fin de que las aves no estén en contacto directo con sus excretas. En naves de ambiente natural, éstos se pueden colocar en uno o ambos lados de la caseta, con los bebederos y la mitad de los comederos. Con este sistema los rendimientos en fertilidad son semejantes a los observados en piso con cama.

Disposición de los nidos en la caseta de acuerdo con el sistema de producción

- **Sobre el piso sin *slats*.** Los nidos generalmente son individuales de recolección manual; éstos pueden ir colocados transversalmente a lo largo del eje longitudinal de la caseta, en dos hileras en el centro, para que la luz solar no incida directamente en la entrada de los nidos. Las dos hileras pueden ir juntas o separadas, y en el último caso se deja un pasillo central, lo cual depende principalmente del tipo de recolección que se efectúe, ya que puede haber en el pasillo central un sistema suspendido sobre un riel, en la línea media a todo lo largo de la caseta, que consta de una base o plataforma para facilitar la recolección del huevo; el trabajador mueve la plataforma manual o automáticamente y va colocando el huevo fértil limpio recolectado a partir de cada una de las dos filas laterales, sobre la plataforma.

Los comederos de las hembras, si son manuales, van en dos hileras a lo largo del área central o lateral; los comederos de los machos se colocan hacia el centro de la caseta, o bien, dependiendo de cómo se dispongan los nidales, a los lados. Si son comederos automáticos de canal pueden ir montados sobre los *slats*, o colgados a lo largo de la parte central o lateral de la caseta; los bebederos de tetina deben quedar cerca de los nidos. No hay fosa de excretas (FIGURA 3.10).

- ***Slats*.** Si se cuenta con una disposición de *slats* en dos tercios de la caseta, con piso en el pasillo central, los nidales manuales deben colocarse a lo largo del eje longitudinal de la caseta, hacia la parte central, sobre el *slat*, casi al borde de éste; o bien, cerca del pasillo

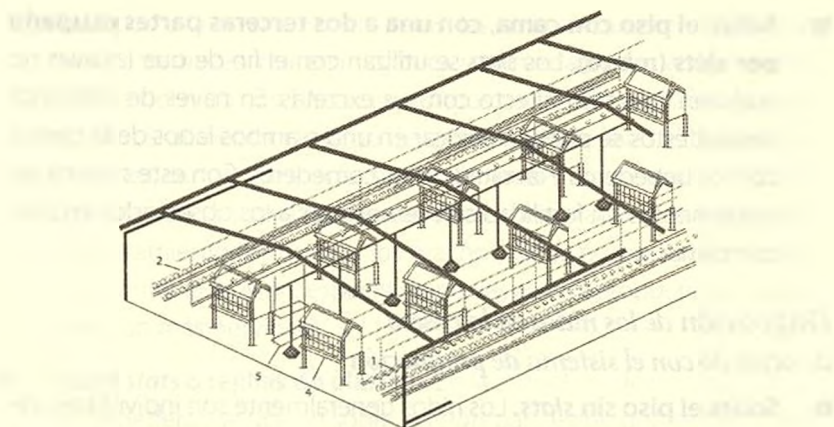


FIGURA 3.10. Disposición del equipo en un sistema de producción en piso. 1. Bebederos de tetina. 2. Comederos de cadena colocados sobre *slats*. 3. Comederos de los machos. 4. Nidos individuales de tipo manual. 5. Carretilla central para la recolección del huevo fértil.

Dibujo: Marco A. Juárez Estrada

central. Los comederos de los machos se colocarán en el centro de la caseta, en el área del rascadero; los de las hembras, ya sean automáticos de plato o de canal, sobre los *slats* por encima del área del foso, los bebederos de tetina o de campana deben ir sobre la fosa de las excretas sobre los *slats*, enfrente de los nidales (FIGURA 3.11).

Los nidos de tipo automático se colocan en zonas de poca luminosidad a lo largo del eje longitudinal de la caseta sobre el borde del *slat*; si este es central, la fosa de las excretas se encuentra en el centro de la caseta y ocupa un tercio de la caseta. Las aberturas de ambos lados de los nidales automáticos van hacia el exterior, de tal manera que los huevos fértiles ruedan hacia un canal central que los envía a través de un túnel provisto con banda automática hacia el extremo de la caseta donde se efectúa la selección. Los comederos separados de los machos van en las partes laterales y corren de forma longitudinal a lo largo de la caseta; los comederos de las hembras pueden ir sobre los *slats*, o bien, colgados. Las líneas de bebederos se colocan sobre la fosa de las excretas enfrente de los nidos (FIGURA 3.12).

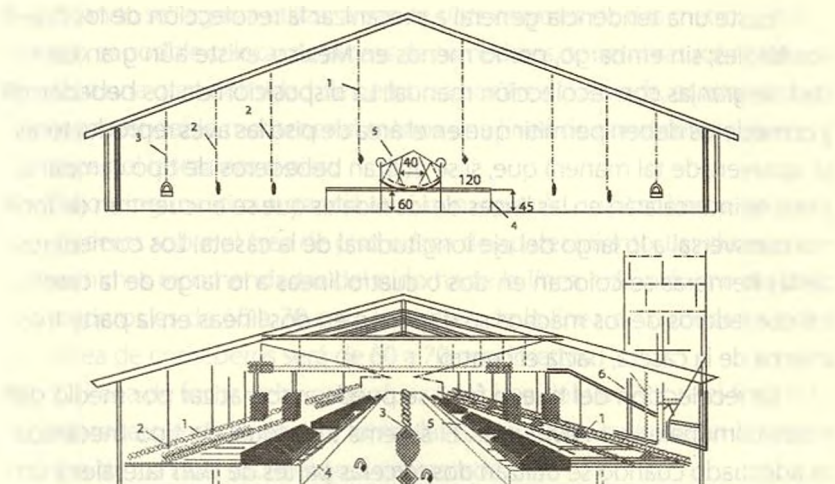


FIGURA 3.11. Disposición del equipo en un sistema con un tercio en la parte media del eje longitudinal de la caseta (arriba); sistema con dos terceras partes partes de *slats* y una tercera parte de rascadero (abajo), sistema similar al utilizado en Norteamérica. 1. Bebederos de tetina o tipo campana sobre el *slat*. 2. Comederos de cadena suspendidos. 3. Comederos para machos. 4. Altura del *slat* plástico sobre el piso en centímetros, con fosa de excreta central (arriba) o lateral en disposición de dos tercios (abajo). 5. Nidos comunales automáticos. 6. Silo con sistema de pesado automático. Dibujo: Marco A. Juárez Estrada

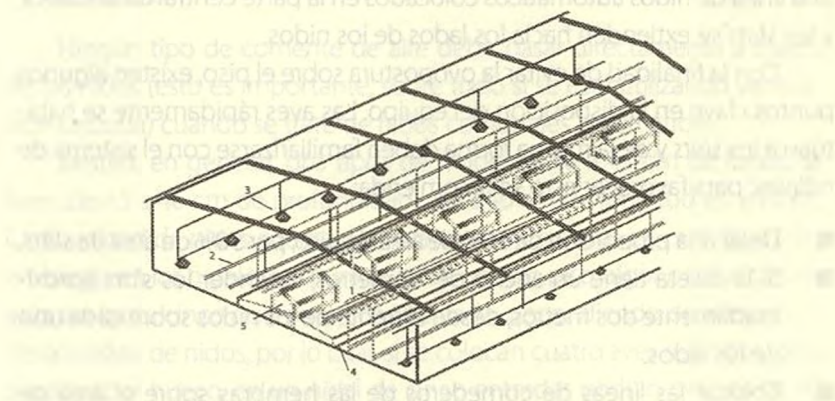


FIGURA 3.12. Disposición del equipo en una caseta de aves reproductoras con un sistema de *slat* central similar al sistema comúnmente utilizado en Holanda. 1. Bebederos de tetina sobre el *slat*. 2. Comederos de cadena montados sobre *slats*. 3. Comederos de plato automático separados de los machos. 4. *Slat* plástico con fosa de excreta central en disposición de un tercio. 5. Nidos comunales automáticos con dos entradas laterales por nidal. Dibujo: Marco A. Juárez Estrada

Existe una tendencia general a mecanizar la recolección de los huevos fértiles; sin embargo, por lo menos en México, existe aún gran cantidad de granjas con recolección manual. La disposición de los bebederos y comederos deben permitir que en el área de piso las aves reproductoras se apareen, de tal manera que, si se utilizan bebederos de tipo campana, éstos se intercalarán en las líneas de los nidos que se encuentran de forma transversal a lo largo del eje longitudinal de la caseta. Los comederos de las hembras se colocan en dos o cuatro líneas a lo largo de la caseta, los comederos de los machos se disponen en dos líneas en la parte más interna de la caseta, hacia el centro.

La recolección del huevo fértil se puede automatizar por medio de nidos comunales o individuales. El sistema individual de tipo mecánico es adecuado cuando se utilizan dos terceras partes de *slats* laterales y un tercio de área de rascadero en el centro de la caseta; con esta disposición se coloca una línea de nidos automáticos sobre cada uno de los *slats*, dando un total de dos líneas de nidos por caseta.

El sistema de nidos comunales es otra opción para la recolección mecánica y automática de los huevos fértiles; en esta disposición sólo hay una línea de nidos automáticos colocados en la parte central de la caseta, y los *slats* se extienden hacia los lados de los nidos.

Con la finalidad de evitar la ovopostura sobre el piso, existen algunos puntos clave en la disposición del equipo. Las aves rápidamente se habitan a los *slats* y de la misma forma deben familiarizarse con el sistema de nidos; para favorecer esto se recomienda:

- Dejar una proporción de 50% de área de piso, por 50% de área de *slats*.
- Si la caseta tiene un ancho de 12 metros, extender los *slats* aproximadamente dos metros, desde el frente de los nidos sobre cada uno de los lados.
- Colocar las líneas de comederos de las hembras sobre el área de los *slats*.
- Cuando los *slats* se extienden más de dos metros instalar una línea de bebederos enfrente de los nidos, hacia la parte externa, y al menos una línea de comederos para las hembras sobre los *slats*.

- Cuando se llegan a utilizar áreas de *slats* mayores de dos metros y medio, es posible colocar dos líneas de comederos de hembras sobre éstos.
- Con una gran densidad de hembras por área cuadrada, es altamente recomendable mantener al menos una línea de comederos sobre el área del rascadero o piso.
- Bajo ninguna circunstancia será conveniente colocar líneas de bebederos sobre el área de piso o área de apareamiento. Las distancias mínimas recomendadas del nido hacia la línea más próxima de bebederos es de 60 a 70 cm, y también de la línea de bebederos a la línea de comederos será de 60 a 70 centímetros.
- La línea de focos debe estar afuera del área del *slat* (sobre el área del rascadero o piso), de esta forma las luces nunca extenderán la sombra de los *slats* sobre el área del rascadero.
- La luz del área de piso o rascadero debe tener suficiente intensidad de (entre 60 y 80 luxes), y una distribución homogénea hacia el resto de la caseta.
- Las luces deberán colocarse de tal forma que permitan que exista una intensidad en la iluminación de 5 a 7 luxes en la parte trasera de los nidos.

Ningún tipo de corriente de aire debe pasar directamente a través de los nidos (esto es importante, sobre todo si se está utilizando ventilación cruzada) cuando se trate de nidos comunales automáticos.

Existen, en general, dos tipos de nidos: de 40 a 41 cm de fondo, o bien, de 45 a 46 cm de profundidad, por 240 cm de longitud en ambos. Cada unidad de nidos cuenta con cuatro entradas (dos en cada lado); sin embargo, en los nidales comunitarios de un solo piso, algunos fabricantes asignan hasta cinco o seis entradas por lado, dependiendo de la longitud de la unidad de nidos, por lo cual, si se colocan cuatro aves reproductoras pesadas por hueco, en un nidal de cinco entradas podrán ovopositar 40 hembras y en uno de seis, hasta 48.

- Con los nidos de 40 a 41 cm de profundidad y entrada de cortina (sistema europeo) se pueden asignar 230 hembras por una unidad de nidos comunales, o 96 hembras por metro de longitud del nidal

- (48 hembras en cada uno de los lados de los nidales por cada metro de longitud del nidal comunitario).
- Con los nidos de 45 a 46 cm de profundidad, se debe calcular aproximadamente más o menos 265 hembras por unidad de nidos, o bien, 110 hembras por cada metro de longitud del nidal (55 hembras en cada lado de los nidales por cada metro de longitud del nidal). Este tipo de nidos se puede utilizar en casetas muy amplias.

3.4 IMPORTANCIA DEL EQUIPO SOBRE EL DESEMPEÑO DE LA PARVADA

La agresividad exagerada de los machos es una de las principales causas de mortalidad en hembras. Esto se ha observado, entre otras causas, cuando se mezclan machos de madurez sexual avanzada con hembras de bajo peso y sin la madurez sexual requerida para ser apareadas; también sucede cuando las aves están sujetas a alimentación restringida o cuando el porcentaje de machos es mucho mayor que el recomendado. Para prevenir estos problemas hay que proporcionar suficientes comederos y bebederos, y asegurarse de que tengan un diseño y una disposición adecuada. De acuerdo con el equipo y manejo utilizado en cada explotación, se podrán alcanzar los parámetros estipulados por la casa comercializadora de cada estirpe.

Proporción de los comederos y bebederos durante la etapa de reproducción

Independientemente del número de bebederos y comederos requeridos durante la fase de reproducción, es necesario organizar su distribución a lo largo de la nave, con la finalidad de evitar el desplazamiento masivo de las aves. La colocación adecuada del equipo dependerá del sistema de producción que se emplee (piso, *slat* parcial, *slat* total, o *Bressler*). Las aves en condiciones normales de alojamiento se desenvuelven en una zona perimetral de aproximadamente 6 m de diámetro, y forman subgrupos que al interrelacionarse integran la parvada. Es conveniente distribuir los comederos y bebederos de modo que se afecte al mínimo la estructura

social (subgrupos sociales territoriales). Entre más tranquilas se encuentran las aves, habrá menos problemas y mayor producción.

Espacio para los comederos y bebederos

Los requerimientos pueden cambiar de acuerdo con el programa de alimentación que se utilice.

A continuación se presenta la cantidad y distribución del equipo, según la finalidad de la explotación avícola (CUADROS DEL 3.4 al 3.9).

CUADRO 3.4

Recomendaciones de espacio en piso y equipo en aves reproductoras ligeras

	0-3 SEMANAS	4-21 SEMANAS **	22-65 SEMANAS: MACHOS Y HEMBRAS
Espacio de piso	10.8 aves/m²	10.8 aves/m²	Piso: 5 aves/1m² Rejilla 2/3:6 aves/m².
Espacio de comedero			
Charola	1:100 aves		
Canal	5 cm/ave	13 cm/ave	15 cm/ave
Tolva	3:100 aves	1:12-14 aves	1:10-12 aves
Espacio de bebedero			
Vitrolero	2:100 aves mixto*		
Campana	1:150 aves	1:75 aves	1:75 aves
Tetina	1:15 aves	1:10 aves	1:8-10 aves
1 espacio del nidal			4-5 aves

** Se emplean en aves de reemplazo de 0 a 2 semanas.*

***Si se utiliza un programa de crianza-crecimiento-postura en la misma caseta, es necesario atender a las indicaciones para el equipo que se va a requerir de las 22 a las 65 semanas de edad.*

CUADRO 3.5

*Recomendaciones de espacio de piso y equipo
en aves reproductoras semiligeras (semipesadas)*

	0-3 SEMANAS	4-21 SEMANAS **	22-65 SEMANAS MACHOS Y HEMBRAS
Espacio de piso convencional	10.8 aves/m ²	10.8 aves/m ²	Piso: 5 aves/m ²
Espacio de piso y rejilla	-	-	2/3 rejillas: 6 aves/m ²
Espacio de comedero			
Charola	1:100 aves		
Canal	5 cm/ave	15 cm/ave	15 a 20 cm/ave
Tolva	3:100 aves	1:12 aves	1:8-10 aves
Espacio de bebedero			
Vitrolero	2:100 aves*	-	-
Campana	1:150 aves	1:50 aves	1:50 aves
Tetina	1:10 aves	1:8 aves	1:8 aves
1 espacio del nidal			4-5 aves

* Se emplean en aves de reemplazo de 0 a 2 semanas

** Si se utiliza un programa de crianza-crecimiento-postura en la misma caseta, hay que tener en cuenta las indicaciones para el equipo que se va a requerir de las 22 a las 65 semanas de edad.

CUADRO 3.6

Recomendaciones de espacio en piso para aves reproductoras pesadas durante el crecimiento para clima templado y caluroso

DENSIDAD EN CLIMA TEMPLADO			
Piso (aves/m ²)	Sexos separados		Mixto
	Hembras	Machos	
Primeros 5 días	30	30	30
0-3 semanas NAN*	6.2	3.0	6.0
0-3 semanas NAC**	6.5	3.2	7.0
DENSIDAD EN CLIMA CALUROSO			
	Sexos separados		Mixto
	Hembras	Machos	
Piso (aves/m ²) NAN	5.0-5.7	2.9-3.5	4.5

* NAN (naves de ambiente natural)

** NAC (naves de ambiente controlado)

CUADRO 3.7

Recomendaciones de espacio para aves reproductoras pesadas en producción

	CLIMA TEMPLADO	CLIMA CALUROSO
Piso (aves/m²) NAN	4.5	3.6
Piso (aves/m²) NAC	4.7	-
Rejillas (aves/m²)	5.4	4.5

CUADRO 3.8

Recomendaciones de espacio para aves reproductoras pesadas en crecimiento y producción

EDAD	0-3 SEM	3-21 SEM	POSTURA 2/3 SLATS 1/3 PISO	POSTURA EN PISO
Piso	Hembras 10.8 aves/m²	7-10.8 aves/m² Hasta 5 machos/m²	6 aves/m²	4.3 aves/m²
Comedero			12 cm/gallina	12 cm/gallina
Canal	5 cm/ave 5 cm/macho	15 cm/ave 15 cm/macho		
Tolva	1 : 13 – 14 hembras ó 1:7-10 machos			
Bebedero	Postura piso		Postura 2/3 rejillas – 1/3 piso	
Campana	12-14:1 000 aves		12-14:1 000 aves	
Tetina	1:10-12 aves		1:8-10 aves	
Nidos	250 nidos convencionales para 1 000 aves 174 nidos mecánicos para 1 000 aves			

CUADRO 3.9

Recomendaciones de espacio para aves reproductoras pesadas

EDAD	0-19 SEM	POSTURA
Piso	9-11 aves m ²	6-8 aves/m ²
Comedero		
Canal	8 cm/ave	15 cm/ave
Tolva	1:40 aves	1:35 aves
Bebedero		
Campana	1:50 aves	1:40 aves
Tetina	1:9-10 aves	1:6-8 aves
Jaula (pie de cría)	310-375 cm ² /ave	400-540 cm ² /ave
Bebedero		
Canal	3 cm/ave	3 cm/ave
Copa o tetina	1:6-8 aves	1:3-5 aves

Los equipos de tipo manual tienen la ventaja de ser más económicos y requieren el mínimo mantenimiento; la desventaja es que son menos eficientes y se necesita mayor cantidad de mano de obra. El equipo automático requiere una inversión inicial mayor, mantenimiento continuo, y muy poca mano de obra, aunque tiene una vida útil menor que el manual.

Cuadro 2.8

Costos de producción de huevo fértil y su incubación

Equipo	Costo de inversión	Costo de mantenimiento	Costo de mano de obra	Costo de energía	Costo de otros insumos	Costo total
Manual	100.00	10.00	10.00	0.00	0.00	120.00
Semimanual	200.00	20.00	20.00	0.00	0.00	240.00
Automático	500.00	50.00	5.00	10.00	0.00	605.00

Cuadro 2.9

Costos de producción de huevo fértil y su incubación

Equipo	Costo de inversión	Costo de mantenimiento	Costo de mano de obra	Costo de energía	Costo de otros insumos	Costo total
Manual	100.00	10.00	10.00	0.00	0.00	120.00
Semimanual	200.00	20.00	20.00	0.00	0.00	240.00
Automático	500.00	50.00	5.00	10.00	0.00	605.00



Autoevaluación

1. Enliste los diferentes sistemas de calefacción que se emplean en la crianza de las aves reproductoras ligeras, semiligeras (semipesadas) y pesadas.
2. ¿Cuál sería un aditamento adecuado para hacer más eficiente la calefacción utilizada durante la crianza de las aves reproductoras?
3. Indique la proporción y el tipo de comederos y bebederos que se emplean en la recepción e inicio de la crianza de las aves reproductoras.
4. ¿Cuáles son las principales recomendaciones para el uso de bebederos de tetina en la fase de crecimiento y desarrollo en las aves reproductoras?
5. Describa uno de los sistemas de alimentación de plato automático utilizado en México durante la fase de crianza y producción en aves reproductoras pesadas.
6. Mencione las ventajas de un bebedero de tetina en la producción de las aves reproductoras.
7. Mencione las ventajas del uso del bebedero automático de campana en la producción de las aves reproductoras.
8. Indique las normas básicas para una operación eficiente de los bebederos de tetina.
9. En general, ¿cuál es la disposición o acomodo de los ponederos en la caseta?



Respuestas

1. Criadoras convencionales de campana, criadoras de rayos infrarrojos o de tipo catalítico, y calentadores.
2. El vaporizador de gas y vigilar su adecuado funcionamiento y regulación, de acuerdo con la altura sobre el nivel del mar y el sitio donde se encuentre la explotación.
3. Charolas de plástico (de 8 a 10/1 000 aves), minitolvas (10/1 000 aves). Se utilizan también durante la primera semana de vida los bebederos tipo vitrolero plástico con tapa de color (10/1 000 aves).
4. Es recomendable que las aves reciban un entrenamiento temprano con los bebederos de tetina antes de que constituyan su única fuente de abasto de agua. Hay que considerar, además, que en el periodo de enseñanza, este bebedero tiene que estar a la altura del ojo del pollito, y en el de desarrollo puede estar más alto. Asimismo, durante el periodo de entrenamiento se requiere que siempre brille una gota en la apertura del perno de salida, para estimular la curiosidad y aprendizaje del ave. Es importante verificar las recomendaciones del fabricante en cuanto a las psi empleadas para cada válvula en particular. De acuerdo con el clima y la experiencia se decidirá en qué fase se van a utilizar los bebederos de tetina de flujo alto, y en cuál los de flujo bajo.
5. Existe una cazoleta automática que posee una cazoleta interna y otra externa la cual es óptima para los pollitos de un día de edad e incluso más grandes. La cazoleta interna se llena automáticamente a través de tres orificios; así, los pollitos pueden entrar y salir con gran facilidad a través de la rejilla. Después de la crianza se levanta el cabezante hasta que los orificios se cierran. Entonces el alimento fluye

hacia la cazoleta interna por la parte de abajo del cono de alimentación, con lo cual hay una distribución homogénea del alimento en la cazoleta interna. Una rejilla ajustable excluyente y de fácil colocación integrada a la cazoleta permite una buena alimentación separada por sexos. Un anillo de la parrilla profundiza la cazoleta, lo cual evita pérdidas de alimento.

6. Al ser el bebedero de tetina un sistema completamente cerrado, ofrece agua limpia todo el tiempo, mantiene seca la cama, las aves se conservan más sanas, con baja mortalidad y disminuye el empleo de mano de obra. Una vez estandarizado el funcionamiento adecuado, el sistema requiere un mínimo de manejo diario, mientras que los bebederos de campana tienen que lavarse regularmente. Las aves muestran menos ampollas en la pechuga o pododermatitis.
7. En los bebederos automáticos de campana es más fácil supervisar si es adecuado o no su funcionamiento, para lo cual la inclinación del piso de la caseta no es importante; al colgar éstos de la estructura del techo, se hace más sencillo su manejo y se evitan barreras que impidan el libre movimiento de las aves a través de la caseta; son capaces de proveer una gran cantidad de agua en condiciones extremas, como cuando se presentan golpes de calor. Son más baratos en relación con los bebederos de tetina, y menos sensibles a la calidad del agua.
8. La altura del sistema de bebederos de tetina debe forzar al ave a estirarse para alcanzar el bebedero.
 - La presión del agua en el sistema de bebederos se ajustará periódicamente de acuerdo con las indicaciones del fabricante del sistema (se puede iniciar con 6 psi, aumentar cuatro a partir de la tercera semana y llegar a un límite de 25 psi).
 - El sistema se limpia con base en la presión del agua, después de una medicación, o bien, al finalizar una parvada.
 - Se emplearán únicamente los desinfectantes recomendados por el fabricante del equipo.
 - La calidad del agua debe ser satisfactoria y cumplir con los requerimientos del fabricante del sistema.

- El uso de filtros es imprescindible en un sistema de bebederos de tetina, ya que los *detritus* o la biopelícula pueden bloquear el sistema o causar fugas de agua.
 - La caseta de las aves debe encontrarse bien nivelada; si presenta una inclinación severa a lo largo del plano longitudinal, deben emplearse rompedores de presión por lo menos en cada 15 cm de desnivel.
 - En una caseta de 10 a 12 metros de ancho se recomiendan como mínimo cuatro líneas de bebederos de tetina.
 - Debe ser tomado en cuenta el número total de aves por caseta, con la finalidad de instalar la cantidad correcta de bebederos. El tipo de bebedero de tetina se encuentra relacionado con el área, el clima y el tipo de aves explotadas.
 - La instalación deberá efectuarse correctamente desde el inicio, para evitar fugas o salidas de agua.
 - Con el objetivo de saber cuánta agua están consumiendo las aves, se utilizará un medidor de consumo.
 - Se deben usar medicadores especializados para cada una de las distribuciones de vacunas, antibióticos, vitaminas o desinfectantes.
9. Si los ponederos son manuales, se colocan, de preferencia, en zonas de poca iluminación y a lo ancho de la caseta; si son automáticos, se ponen a lo largo del eje longitudinal de la caseta.



Literatura consultada

- Big Dutchman. Automatic chain feeding for modern poultry management. Germany Big Dutchman International GmbH. Postfach 1163-49360 Vechta, Germany. Technical supplement. 02/2002. 6 pp.
- Big Dutchman. Colony 2+, Group laying nest for optimum egg quality. Germany Big Dutchman International GmbH. Postfach 1163-49360 Vechta, Germany. Technical supplement. 12/2001. 4 pp.
- Cobb Breeder Management Guide. Cobb-Vantress Inc. PO Box 1030, Siloam Springs Arkansas 72761, USA. L-1010-03 December 15, 2008. 62 pp.
- Guía de manejo comercial Hy-Line Variedad Brown. West Des Moines, Iowa (EUA): Hy-Line International, 2006-2007.
- Guía de manejo, pollitas, pollonas, ponedoras. Hy-Line Variedad W-36. West Des Moines, Iowa (EUA): Hy-Line International, 2006-2007.
- Jay-Dee AS. Breeder master feeder. World Poultry 1996; 12: 77.
- Lubing. Floor-watering system for Breeders. For breeder rearing and for Pullets, with the nipples Art. 4001/4022. Am Kampe 60.49406 Barnstorf (Germany) Technical supplement. 18/11/2006. 2 pp.
- North MO, Bell DD. Manual de producción avícola. 3ª ed. México (DF): El Manual Moderno, 1993.
- Roxell. Feeding systems chosen by top poultry growers worldwide. World Poultry 1997; 13: 23.
- Van der Sluis W. Appetite is a major subject in layer breeding. World Poultry 1996; 12:12-15.
- Van der Sluis W. Dutch poultry man starts GP farm in Hungary. World Poultry 2008; 24:12-13.

- Zavala G. Manejo de problemas locomotores en reproductoras pesadas. Avic Prof 1997; 15:28.
- Ziggers D. Plenty of choice when looking for automatic watering systems. World Poultry 1999; 15: 36-44.



CAPÍTULO IV

Cráterios de alojamiento en ambiente natural y controlado

Rubén Merino Guzmán

4.1 REPERCUSIONES DEL INADECUADO CONTROL AMBIENTAL EN UNA CASETA AVÍCOLA

La avicultura moderna es producto de una selección genética enfocada a características productivas muy específicas y que requiere condiciones ambientales, manejo y nutrición también muy particulares. Esta selección ha desarrollado aves que muestran tendencias a nuevas enfermedades, en su mayoría de carácter metabólico, resultado de interacciones genético-ambientales (síndrome ascítico, de muerte súbita, de hipoglicemia, entre otros).

Estrés o estado de tensión

Se define como cualquier estímulo o sucesión de estímulos de determinada magnitud que tienden a alterar la homeostasis del organismo, y cuando son desordenados pueden considerarse como un ataque que provoca enfermedad, incapacidad o muerte. Otras definiciones más simples pueden ser: a) Situación que libera señales de emergencia necesarias para la supervivencia; b) Todo lo que molesta o altera el estado de confort en las aves.

Homeostasis

La homeostasis es un concepto fisiológico que expresa el balance interno de un organismo, condición indispensable para la vida, crecimiento y reproducción. El estrés, por su parte, es el factor que provoca desequilibrio, y que determina una reacción para restaurar dicha homeostasis.

Varias hormonas juegan un papel importante en la respuesta del organismo del ave ante el estrés: las glándulas adrenales aumentan la producción de corticoesteroides y glucocorticoides. Los corticoesteroides tienen acción depresora sobre la producción de anticuerpos y disminuyen la inmunidad celular, mientras que los glucocorticoides pueden inducir la involución de los tejidos y órganos linfoides, y bajar la actividad de los linfocitos. Los glucocorticoides también tienen acción antiinflamatoria, que puede ser útil en caso de enfermedades bacterianas (donde la mayor lesión patológica es de tipo inflamatorio).

Se ha descrito que frente a situaciones de estrés el páncreas reacciona aumentando la glucogénesis hepática, con el propósito de liberar energía para restablecer la homeostasis.

El estrés es parte de la vida y del manejo de las aves, y no puede eliminarse, pero se le debe mantener lo más bajo posible, para alcanzar un alto rendimiento productivo.

Clasificación de los factores estresantes (estresor)

- Climáticos (frío, calor).
- Ambientales (luz, oscuridad).
- Nutricionales (exceso de sal).
- Fisiológicos (choques eléctricos).
- Físicos (inmovilización, aglomeración, ruidos).
- Sociales (cambios en la estructura del grupo).
- Psicológicos (temor).
- Manejo (transporte, vacunación, despique, pelecha forzada, etc.).

El estrés por calor repercute en el incremento de la mortalidad; además, tiene efectos indirectos que pueden ser bastante costosos, como la reducción de la ingesta de alimento, lo cual disminuye la producción de huevo y la calidad del cascarón.

Causas de estrés en reproductoras pesadas

- Restricción alimenticia.
- Cambio de tipo de raciones.

- Restricción de agua.
- Vacunas inyectables: captura individual o grupal de las aves.
- Pesaje semanal: problemas en las patas por la forma de captura.
- Despique: captura, sujeción, cauterización y sangrado del pico.
- Características del equipo (bebederos, comederos, nidos, *slats*).
- Toma de muestras de sangre para serología.
- Traslado de la caseta de crianza a la de producción.
- Intensidad de la estimulación luminosa y fotoperiodo.
- Madurez sexual inducida por fotoestimulación.
- Apareamiento.
- Introducción de machos de reemplazo (*spiking*).

Para obtener el máximo potencial de producción de las aves, es esencial el manejo del medio ambiente de la caseta. En la avicultura moderna, gran parte de los países con conocimientos sobre este aspecto han obtenido buenos resultados por medio de diversas formas de controlar el ambiente. A partir de la mejora genética y alimentaria se han logrado aves de mayor tamaño, las cuales son más susceptibles al estrés calórico, y por ende, plantean exigencias más altas en los sistemas de control ambiental de las instalaciones. Como consecuencia, se ha mejorado la construcción de las casetas, para hacerlas más confortables e incorporar aislamientos que permitan reducir acumulaciones y pérdidas imprevistas de calor. Hoy en día se utiliza cada vez más la ventilación de tipo túnel y el enfriamiento evaporativo, para mantener a las aves en temperaturas cercanas al ideal.

4.2 TEMPERATURA

Los factores climáticos inciden en las condiciones ambientales dentro de las casetas. De acuerdo con el tipo de aves (pollos de engorda, gallinas reproductoras, gallinas de postura comercial) y edad de las mismas, se requieren distintas temperaturas.

Las aves son homeotermas, es decir, mantienen una temperatura corporal (TC) constante. La TC de una reproductora pesada es de 41 °C, aunque aumenta y disminuye ligeramente durante el día y la noche. El

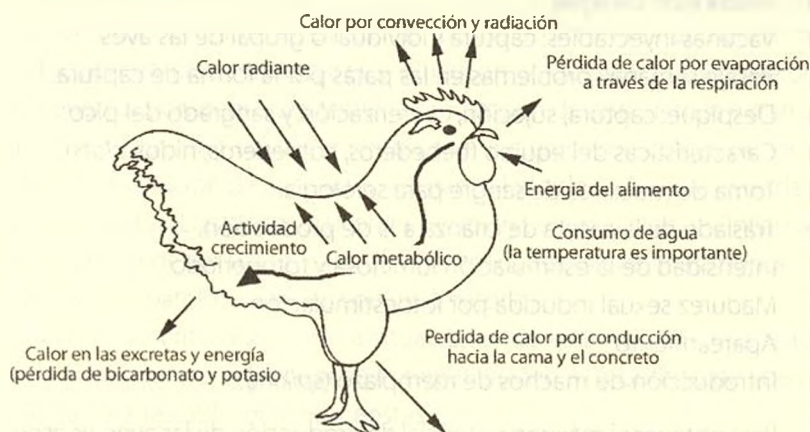


FIGURA 4.1. Energía y flujo de calor en las aves.

aumento a 47 °C en la TC es letal, pero en función de lo agudo del inicio del estrés calórico, incluso se han registrado muertes con temperaturas corporales de 45 °C. Para mantener la TC, la cantidad de calor eliminado del cuerpo debe ser igual a la del calor producido por la digestión, absorción y metabolismo del alimento (FIGURA 4.1).

Mantener la temperatura correcta es un factor crucial en la crianza de las aves, especialmente durante los primeros 10 días de vida, cuando éstas regulan deficientemente sus procesos metabólicos en relación con el aumento o reducción de la temperatura corporal. El sobrecalentamiento o enfriamiento excesivo durante este periodo puede ser desastroso (FIGURA 4.2). La muerte resulta generalmente de temperaturas extremas, pero el enfriamiento o sobrecalentamiento pueden dañar a las aves sin llegar a matarlas. Temperaturas de 35 °C (95 °F) o superiores pueden causar caída grave de la función cardíaca y la presión sanguínea. Las investigaciones muestran que después de la exposición a 43.3 °C por seis horas, sin ingerir agua, se reduce la tasa de desarrollo corporal. Las aves adultas pueden sobrevivir a 40.6 °C, aunque soportan 43.3 °C durante seis horas. El pollito tiene una tolerancia ligeramente mayor a las altas temperaturas que el adulto.

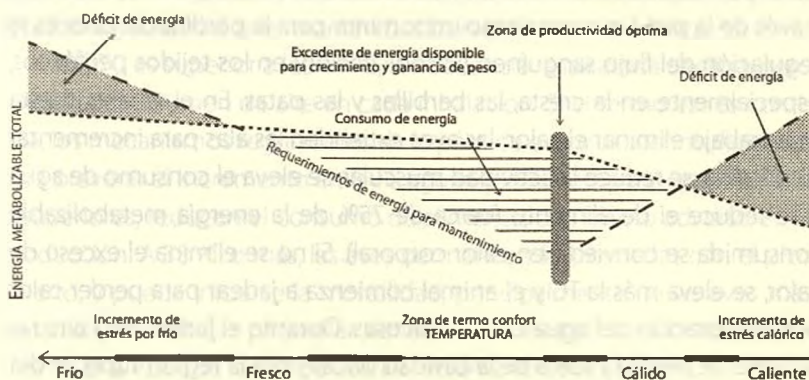


FIGURA 4.2. Energía del alimento disponible para mantenimiento vs crecimiento conforme se incrementa la temperatura ambiente. *Adaptado de Donald J, Eckman M Simpson G, 2000.*

Las temperaturas elevadas tienen un efecto más dañino cuando la humedad relativa (HR) es de 65% o mayor. La exposición durante dos horas, o menos, a 43.3 °C, con 65% de HR, provoca que la temperatura del ave iguale o exceda los 43.3 °C. El aire en la mayoría de las casetas avícolas tiene cerca del 60% de HR.

Se han observado diferencias de la temperatura corporal entre razas y estirpes. Las aves White Leghorn tienen una temperatura corporal significativamente mayor durante la primera semana de vida que algunas estirpes pesadas.

Cuando las aves se mantienen en temperaturas ambientales arriba o debajo de la zona de confort, gastan más energía para mantener la temperatura corporal. La energía debe ser aportada por el alimento consumido, lo que provoca pobre conversión alimenticia, e incrementa el costo de producción de la gallina reproductora.

Las aves eliminan el exceso de calor en dos formas principales: evaporación de agua a través del sistema respiratorio y por el calentamiento del aire que rodea su cuerpo. En época de frío, la eliminación del calor producido por la digestión del alimento es fácil, ya que cuando el ambiente es relativamente fresco (25 °C), se posibilita eliminar el calor cor-

poral por radiación, convección y conducción, incluso por evaporación a través de la piel. Un mecanismo importante para la pérdida de calor es la regulación del flujo sanguíneo (vasodilatación) en los tejidos periféricos, especialmente en la cresta, las barbillas y las patas. En el verano cuesta más trabajo eliminar el calor; las aves extienden las alas para incrementar su pérdida, se reduce la actividad muscular, se eleva el consumo de agua y se reduce el de alimento (cerca de 75% de la energía metabolizable consumida se convierte en calor corporal). Si no se elimina el exceso de calor, se eleva más la TC y el animal comienza a jadear para perder calor por evaporación del agua de las mucosas. Durante el jadeo pasa aire rápidamente dentro y fuera de la cavidad bucal y por la región superior del esófago, mientras se mantiene abierto el pico. Este mecanismo requiere poco gasto de energía, por lo tanto, no aumenta significativamente la TC. Tiene la ventaja de que sólo se pierde agua de las membranas orales y no se involucra la superficie respiratoria de los pulmones. El calor producido por las aves aumenta la temperatura del aire; si éstas se aglomeran, la posibilidad de refrescarse se reduce porque el aire no puede circular entre ellas. La situación empeora, si se les dificulta alcanzar los bebederos para consumir agua fresca, que es esencial para perder calor.

El número de partículas de polvo suspendidas en el aire es mayor en temperaturas altas. Más de 50% de las aves mantenidas en casetas calientes presentan lesiones microscópicas en los bronquios pulmonares, mientras que en casetas más frías sólo se registran en 5% de los animales. El incremento de las lesiones pulmonares en las aves alojadas a temperatura elevada se atribuye al jadeo excesivo, aunado al polvo en el aire de las casetas.

Las aves expuestas a temperaturas mayores de 27 °C generalmente jadean y permiten la evaporación de agua de los sacos aéreos y de los pulmones, cuando éstos están involucrados; hay incremento en la pérdida de dióxido de carbono de la sangre, lo que origina cambios en el equilibrio acidobásico y aumento del pH sanguíneo. El termoestrés agudo (aumento de la temperatura de 32 a 41 °C durante 20 minutos) eleva el pH de la sangre. Las aves sometidas a estrés calórico crónico sufren de alcalosis respiratoria intermitente durante el jadeo; las gallinas con estrés

agudo constante jadean y padecen alcalosis. La alcalosis sanguínea limita el crecimiento de las aves mantenidas bajo termoestrés crónico.

Si la TC es superior a los 44 °C, la frecuencia respiratoria declina, pero aumenta al volumen de aire en cada inhalación. Si el termo estrés continúa, los mecanismos reguladores de la pérdida de calor son insuficientes para prevenir el incremento en la TC aguda y letal. Temperaturas de 32 °C o superiores, reducen el consumo de alimento, con efecto adverso en la producción. A 38 °C o más, las aves permanecerán postradas con el pico abierto, y puede iniciarse la mortalidad, principalmente de las aves más pesadas y obesas (las pequeñas tienen menor riesgo). La mortalidad aumenta, una vez que la temperatura ambiental excede los 40 °C.

Las aves que sobreviven al estrés calórico muestran cambios significativos en los niveles sanguíneos de glucosa, ácido úrico, calcio total y ionizado, potasio, triyodo tironina, creatinina, cinasa, eritrocitos (total e isoenzimas), y en los niveles e índice de las fracciones 2 hemoglobina.

En las aves sometidas a estrés calórico (24 a 35 °C) se incrementa la excreción de K, P, S, Mg, Cu, Mo y Zn. Aunque se afecte ligeramente la producción de orina, hay una excreción desproporcionada de K, Mg, P y S, y de Cu y Mo, principalmente en las heces. En las aves mantenidas por 36 horas a 35 °C, la producción de orina aumentó de 52.3 ± 5.3 a 109.9 ± 4.5 ml/12 horas, además de incrementarse la excreción total de K, P, S, Na, Mg, Ca y Mn. El estrés calórico afecta el balance mineral, y la vía de excreción de cada mineral fluctúa de acuerdo con la intensidad del estrés.

En un experimento con varias estirpes comerciales se demostró que el estrés calórico agudo intermitente no altera significativamente la capacidad para sintetizar anticuerpos contra glóbulos rojos de borrego.

La temperatura externa e interna de la caseta influye negativamente sobre el consumo diario de alimento, la producción/gallina/día, peso-calidad del huevo, fertilidad, porcentaje de incubabilidad, mortalidad embrionaria, calidad del pollito y propensión a enfermedades.

El estrés calórico se inicia cuando la temperatura ambiente excede los 26 °C, y es aparente después de los 29 °C. Cuando las aves empiezan a jadear, los cambios fisiológicos han dado inicio a la eliminación del exce-

so de calor. Cualquier manejo que se realice para mantenerlas confortables ayudará a conservar la producción, incubabilidad, tamaño y calidad del cascarón del huevo.

Estrés por alta temperatura

Cuando la temperatura exterior es elevada y supera la requerida para el confort de las aves, se produce el ingreso de calor en la caseta, con el correspondiente aumento de temperatura del aire interior. Esta transferencia de calor se realiza a través del techo, cortinas, paredes y lámparas incandescentes. En la práctica se ha visto que el calor que ingresa a través del techo es crítico, y por tal motivo se recomienda el uso de material aislante. El techo irradia calor en el aire del interior de la caseta y sobre las aves. La radiación crea efectos extremadamente nocivos por el intercambio de calor directo entre la superficie del techo caliente y las aves que generan calor entre sus cuerpos. Las aves producen calor por el metabolismo basal (realización de procesos vitales imprescindibles; se estima por el consumo de oxígeno en ayuno y reposo; es una función del peso metabólico $-PV^{0.75}$ -, que aumenta con la edad y el peso, y es más elevado en machos que en hembras), ingestión del alimento (la digestión puede incrementar 20% el calor basal), la termorregulación (procesos fisiológicos iniciados por variaciones de la temperatura ambiental, el ritmo cardíaco y el respiratorio) y la formación de músculo y grasa, así como la actividad física. Las aves eliminan el calor de sus cuerpos mediante cuatro mecanismos: a) radiación de ondas a través del aire hacia un cuerpo más frío; la eliminación de calor es proporcional a la diferencia de temperaturas y se produce a través de la piel; b) convección: el aire que está en contacto con el cuerpo del ave se calienta y se eleva, lo que permite que aire más frío ocupe su lugar y se caliente también; para favorecer la pérdida, las aves abren las alas y erizan las plumas; c) conducción: contacto físico con un cuerpo frío, y d) evaporación: vapor de agua por la respiración, la piel (escasa) y las deyecciones (5% del total); aumenta a partir de los 28 °C; por cada gramo de agua evaporada, se usan 0.54 kcal. Las gallinas reproductoras pesadas criadas en el piso producen más calor (144.18, 135.18, 136.56 kcal/kg^{0.75}/día) que las criadas en jaula (77.83, 65.20, 59.19

kcal/kg^{0.75}/dçl), a 13, 21 y 30 °C, respectivamente. Los sensores de temperatura no detectan este calentamiento de las aves hasta que éstas comienzan a liberarlo y, en consecuencia, calientan el aire de la caseta.

La disminución de la ingesta en las gallinas es alrededor de 1.5 a 2.0% por cada grado de incremento de temperatura, dentro de la franja de 5 a 30 °C (CUADRO 4.1). Esta disminución de ingesta no es lineal, es más intensa a medida que la temperatura aumenta. En pollas de reemplazo el porcentaje de cambio en el consumo de alimento a 21 °C es de 2%, mientras que a 37.8 °C es de 5% por cada grado de temperatura.

CUADRO 4.1

Efecto en las aves de la temperatura ambiental y el estrés calórico

TEMPERATURA	EFFECTO
18-24 °C	Zona termoneutral. Temperatura ideal. Las aves no necesitan alterar el metabolismo basal para mantener la temperatura corporal.
25-29 °C	Puede esperarse ligera reducción en el consumo de alimento, pero si el consumo de nutrientes es adecuado, la eficiencia productiva es buena. El tamaño del huevo puede reducirse y la calidad del cascarón alterarse cuando la temperatura alcanza el máximo de este rango.
30-32 °C	El consumo de alimento se reduce más. Se deteriora el tamaño del huevo y la calidad del cascarón. La producción de huevo generalmente se reduce.
33-35 °C	El consumo de alimento continúa su descenso. Hay riesgo de postración por calor, especialmente en reproductoras pesadas y en aquellas que están en el pico de producción.
36-38 °C	Se requieren medidas de emergencia para refrescar a las aves. La supervivencia es el principal objetivo a estas temperaturas.

Adaptado de Anderson K, Corter T, 1998.

El consumo de alimento en las gallinas se reduce 50% cuando la temperatura de la caseta aumenta de 21 a 38 °C debido a la disminución de las necesidades de mantenimiento.

Las aves comen principalmente para satisfacer sus requerimientos de energía (de 10 a 30 °C). Si la temperatura está por debajo de los 10 °C

las gallinas tienden a exceder sus necesidades; en cambio, por arriba de 30 °C comen menos de lo que requieren. De 40 a 50% de la baja en la producción de huevo se debe a la disminución de la ingesta de alimento, mientras que la alteración del grosor y la dureza del cascarón se atribuyen principalmente a cambios fisiológicos que resultan de altas temperaturas.

Las necesidades de energía metabolizable disminuyen cuando la temperatura ambiental se eleva. Este descubrimiento condujo al empleo de raciones con alta energía para las regiones cálidas, mediante la adición de grasa, que estimula el consumo de alimento y energía. El alto contenido de grasa en la dieta contribuye a reducir la producción de calor (con respecto a la proteína o los hidratos de carbono) y aumenta el valor energético de otros componentes del alimento; asimismo, disminuye el tiempo del tránsito de éste en el aparato gastrointestinal, lo cual incrementa su utilización nutricia.

En temperaturas ambientales elevadas, las aves no son capaces de sintetizar suficiente vitamina C, además de que la pierden durante un periodo de estrés. En el trópico se añaden a la dieta 200 mg/kg de ácido ascórbico, lo que ofrece un aumento de la resistencia al calor y reduce la mortalidad.

Temperaturas por arriba de los 30 °C no deben exceder 70% de HR. La sumatoria de ambas debe ser 100 o menos; si supera 110, refleja estrés térmico o golpe de calor.

Además, las necesidades de potasio aumentan al elevarse la temperatura, ya que los animales con estrés por calor prefieren beber que comer.

Estrés por frío

La drástica baja de la temperatura estimula la producción de corticoesteroides adrenales, que afectan las repuestas celulares (actividad fagocitaria) y causan disminución en los niveles de anticuerpos. Estos efectos han sido demostrados en presencia de infecciones respiratorias experimentales con *Mycoplasma gallisepticum* y *Escherichia coli*. Las fluctuaciones de temperatura durante los meses fríos del año se asocian con aumento de problemas respiratorios, tanto por las bajas temperaturas como por la falta de ventilación, al tratar de conservar el calor dentro de la caseta.

La temperatura baja tiende a cerrar la glotis y con ello se incrementa el esfuerzo inspiratorio. Las corrientes de aire frío dañan los cilios del epitelio de las vías respiratorias y, en consecuencia, se afecta la expulsión de microorganismos y partículas a través del moco, lo que favorece la colonización y multiplicación de gérmenes respiratorios facultativos. El alto contenido de polvo ambiental propicia la contaminación del aire con agentes infecciosos y la irritación de las vías respiratorias; además, el amoníaco en altas concentraciones bloquea la actividad mucociliar. Cuando los pollitos de un día de edad son sometidos a temperaturas de 20 °C o menores, aun por periodos cortos (15 minutos), sufren una disminución en la temperatura de hasta ocho grados centígrados.

En las aves se puede presentar el “síndrome por frío”, que es una expresión que se aplica cuando se presenta un descenso de la temperatura durante los primeros siete días de vida, la cual ocasiona retraso en el crecimiento, mayor porcentaje de animales de desecho a la segunda semana, desuniformidad de la parvada, mala conversión alimenticia, síndrome ascítico y estado de tensión o estrés.

Mantener a las aves en una zona de confort térmico mediante el uso adecuado de cortinas laterales y criadoras reduce el porcentaje de mortalidad en la época fría del año, disminuye la presentación de enfermedades respiratorias y desciende drásticamente el porcentaje de síndrome ascítico.

4.3 HUMEDAD

La humedad relativa óptima se encuentra entre 50 y 70%. El problema más común es el exceso de humedad, tanto en invierno, por la presentación de camas húmedas, como en el verano, por la producción de amoníaco, que evita el intercambio de calor por jadeo. En cualquiera de los dos casos, la ventilación es el único medio práctico de reducir la humedad.

El término de humedad relativa se refiere al porcentaje de saturación del aire con agua, a una temperatura dada. El aire caliente contiene más humedad que el aire frío. Mil pies cúbicos de aire a 40 °C pueden retener 225 g de agua; a 85 °C, aproximadamente 1 kg de agua, y a 150 °C alcanza casi 4 kg de agua.

Si la humedad es de 20%, se sabe que el aire absorbe sólo 20% del agua, con 100% de humedad el aire capta toda el agua posible. Como regla general, la capacidad del aire para retener humedad se duplica por cada 10 °C de aumento en la temperatura. La humedad es crítica para las aves; algunos estudios muestran que el incremento en la HR provoca descenso en el consumo de alimento, independientemente de la temperatura. Se sugiere un nivel bajo de HR durante el verano; HR de 60 a 70% se recomienda para las primeras tres semanas de vida, y de 40 a 60% para el resto del ciclo productivo.

Comúnmente las aves beben agua al doble o triple del volumen de alimento que consumen; menos de un tercio es retenida y el resto es eliminada en el aire en forma de vapor, o depositada en mayor cantidad en la cama. Cuando se utilizan ventiladores en la caseta, el aire húmedo es reemplazado por aire seco del exterior, con el cual, al mismo tiempo se elimina humedad de la caseta. El aire seco capta agua, tanto de la respiración de las aves, como de la cama, manteniéndola seca. Si los ventiladores son insuficientes, el agua se acumulará dentro de la caseta, lo que favorece la condensación y el apelmazamiento de la cama. Si la HR en la caseta es de 40%, el aire es capaz de retirar gran cantidad de agua de la cama; en caso de que ascienda a 90%, el aire retirará una cantidad insuficiente de agua de la cama, y es probable que ocurra apelmazamiento.

El interior de la caseta puede mantenerse seco, aun cuando el exterior esté lluvioso y frío, siempre y cuando se caliente el aire a la temperatura adecuada, con el fin de que se incremente la capacidad de retención de agua, y por tanto, la humedad relativa descienda (con el aire se puede retener el agua, incluso de la cama, y mantener la caseta seca). La supervisión de la humedad dentro de la caseta es una buena forma de asegurarse de que el aire deje seca la cama. La temperatura debe oscilar entre 55 y 65%; por debajo de 55% puede secarse demasiado la cama.

Las temperaturas altas dentro de la caseta aumentan el consumo de agua e incrementan la humedad de la cama. Los sistemas de ventilación y calefacción deben verificarse continuamente para asegurar el contenido de humedad de la cama. Si ésta se eleva demasiado, las aves crecerán sobre una superficie húmeda, resbaladiza y viscosa, con grandes extensiones de la caseta apelmazadas; es frecuente encontrar estas áreas cerca

de goteras, de los bebederos o de los tejados. En estos casos, la cama debe ser removida, rastrillada continuamente o reemplazada para impedir que empeore el problema, con la consecuente producción de gases nocivos (incluido el amoníaco), presencia de insectos (particularmente moscas), plumas sucias, lesiones del cojinete plantar (pododermatitis) y de la pechuga (bursitis de la quilla). En una caseta bien administrada, la humedad de la cama normalmente oscila entre 25 y 35%. La cama apelmazada debe quitarse y reemplazarse entre cada parvada.

4.4 VENTILACIÓN

La ventilación consiste en introducir aire exterior hacia el interior de la caseta y sacar el que está dentro. La ventilación adecuada estriba en remover la cantidad correcta de aire, en el momento preciso, de manera tal que se alcancen los valores óptimos de temperatura, humedad y otras variables ambientales, como la acumulación de gases, para el correcto desarrollo de las aves (CUADRO 4.2).

CUADRO 4.2

Contaminantes más importantes del aire y sus efectos

CONTAMINANTE	EFFECTO
Amonio (NH ₃)	Puede detectarse por el olfato, en concentración de 20 ppm y superior Límite máximo recomendable: 10 ppm
Bióxido de carbono (CO ₂)	>0.35% (3,500 ppm) ocasiona nódulos linfoides cartilaginosos asociados con ascitis. Fatal en concentraciones superiores Límite máximo recomendado 2 500 ppm
Polvo	Daña la superficie pulmonar Incrementa la susceptibilidad a enfermedades Es necesario ventilar para reducir el polvo
Humedad	El efecto varía con la temperatura A 29 °C, 70% de humedad relativa limita el crecimiento porque el ave no puede refrescarse. La calidad de la cama es mala con alta humedad Rango recomendado: 65-75%

Alchalabi D, 2001

■ Cuando las aves respiran, extraen oxígeno del aire y expelen agua al ambiente, por lo tanto, se introduce aire fresco para reponer el oxígeno y eliminar otros gases nocivos, como anhídrido carbónico y amoníaco. La ventilación de la caseta aportará el aire fresco necesario para la vida.

■ El aparato respiratorio de las aves intercambia oxígeno y dióxido de carbono entre el aire y la sangre, mediante el flujo de un pulmón relativamente pequeño y rígido y un sistema de sacos aéreos que actúan como fuelles para mover el aire a través de los pulmones. El movimiento del gas a través de los parabronquios paleopulmonares, punto principal de intercambio gaseoso en el pulmón, sucede en la misma dirección durante la inhalación y la exhalación, por ejemplo: del bronquio secundario medio dorsal, al bronquio secundario medio ventral.

■ Durante la inspiración, la aceleración del gas en el segmento *acelerans* del bronquio primario, incrementa la velocidad del gas, y no entra al bronquiolo secundario medio ventral. En la espiración, la resistencia al paso del aire se incrementa en el bronquio primario intrapulmonar debido a la compresión dinámica que ocasiona que el gas entre al bronquiolo secundario medio dorsal. La reducción en la velocidad de flujo del aire puede disminuir la eficiencia de esta válvula aerodinámica, y por lo tanto, la eficiencia del intercambio gaseoso. La convección del flujo de aire en el parabronquio está orientada en un ángulo de 90° , con respecto al flujo de sangre parabronquial. Con este diseño, la presión parcial de oxígeno de la sangre que sale del parabronquio es mayor que la del aire que sale de esta estructura, lo que le proporciona al pulmón alta eficiencia para el intercambio gaseoso. La relación entre la presión parcial de oxígeno del gas húmedo inhalado, y la presión en la sangre que sale del pulmón, depende de la tasa de ventilación. Un bajo índice de ventilación puede producir baja presión parcial de oxígeno en el parabronquio, lo que conlleva vasoconstricción hipóxica en las arteriolas pulmonares en esta región.

■ El flujo adecuado de aire ayuda a regular la temperatura, proveer suficiente oxígeno y remover dióxido de carbono, amoníaco, otros gases, humedad, polvo y olores, además de que ayuda a mantener la contaminación del aire en niveles tolerables para las aves. Se debe introducir aire fresco y mezclarse uniformemente con el aire de la caseta, para evitar que

el aire más frío se asiente en la cama y enfríe a los pollos, además de que impida una liberación de agua que pudiera incrementar la humedad de la cama, el crecimiento bacteriano y la producción de amoníaco. El movimiento del aire es controlado con ventiladores o por medio de la forma en que entra a la caseta, ya que su patrón de flujo es muy importante.

La mejora en los sistemas de ventilación ha hecho posible el confinamiento de aves en altas densidades de población. El aislamiento térmico de la caseta afecta los requerimientos de ventilación, reduce la pérdida o ganancia de calor mediante las paredes y el techo, controla la condensación y disminuye los niveles de calor suplementario.

Los fluidos antioxidantes pulmonares (ácido úrico, ácido ascórbico, glutatión -reducido y oxidado-, y concentración de proteína) representan una barrera protectora para las células epiteliales pulmonares contra los efectos dañinos de los contaminantes del aire. Su evaluación puede ayudar a determinar el estrés oxidativo en las aves expuestas a altos niveles de polvo y amoníaco.

Las enfermedades respiratorias de los cerdos, aves y equinos, y de los trabajadores que cuidan de éstos, pueden ser ocasionadas por niveles elevados de monóxido de carbono, amoníaco, sulfato de hidrógeno, partículas de polvo del alimento o por las excretas. Las partículas extrañas inhaladas se eliminan por la acción mucociliar nasal, de la tráquea y los bronquiolos primarios y secundarios. Las partículas pequeñas que penetran en los parabronquios parecen ser fagocitadas en el atrio y el infundíbulo por las células epiteliales, y transportadas a los macrófagos intersticiales; pero la eliminación de estas partículas es desconocida. El sitio predominante de las infecciones respiratorias en los sacos aéreos caudales, comparado con otras partes del sistema respiratorio, puede ser explicado por la ruta de flujo del aire y los mecanismos para la remoción de partículas presentes en los parabronquios.

Existe evidencia de que aves clínicamente sanas pueden presentar hipoxemia durante un incremento moderado súbito (aproximadamente el doble) en el flujo de sangre pulmonar. Esta situación con frecuencia aparece en condiciones de mala ventilación. Las aves con síndrome de hipertensión pulmonar muestran inflamación del pulmón. Se observa

hipertrofia en las arteriolas pulmonares (en aves con síndrome de hipertensión pulmonar), en respuesta a la exposición a bajas temperaturas y ventilación reducida; esta hipertrofia ocurre con o sin una respuesta inflamatoria que coincida con la del tejido pulmonar. La ventilación insuficiente se asocia con el incremento de la incidencia de nódulos pulmonares y de la viscosidad del plasma, pero no hay correlación entre el volumen celular medio y el número de nódulos. Los experimentos en aves mantenidas con un nivel bajo de ventilación (velocidad del flujo de aire = 25 m/ minuto) reflejan una reducción en la ganancia de peso y afectación del índice de conversión con bebederos de *niple*. Esta reducción se asocia con la dificultad del ave para beber agua del *niple*, mientras jadea.

La reducción en el acceso al alimento, la mala calidad de la cama y el aumento en la demanda de aire fresco pueden elevar la incidencia de enfermedades pulmonares y cardiovasculares (síndrome ascítico). Ante una mayor densidad de población se incrementa la demanda de oxígeno vital, lo que agrega presión a los sistemas pulmonar y cardiovascular de las aves.

Cuando una persona reduce el tiempo de funcionamiento de los ventiladores (por la creencia de que al no haber amoniaco no es necesario ventilar), eventualmente habrá condensación y apelmazamiento de la cama debajo de los bebederos.

Las dos funciones más importantes de la ventilación son remover el aire caliente y la humedad; la época del año determina cuál es prioritario. En los meses de verano, el aire caliente es lo más importante. Por ejemplo, 20 000 aves de 2 kg agregan a la caseta más de 500 000 BTU de calor; el calor solar que entra a través del techo y las paredes aporta otros 150 000 BTU. Si este calor no se remueve, la temperatura en el interior de la caseta se incrementa y las aves pueden morir. Para prevenir el calentamiento interno, el aire debe cambiarse al menos una vez por minuto. La ventilación tiene diferente propósito en el verano que en la época de frío; en ésta última se emplea para introducir aire fresco suficiente para prevenir la acumulación de humedad, y al mismo tiempo conservar el calor producido por las aves y las criadoras. La humedad se incrementa constantemente en la caseta donde las aves son el principal contribuyente. Si la humedad en la cama se maneja de manera adecuada a través de la ventilación,

difícilmente se presentarán problemas con los niveles de amonio, polvo, oxígeno y dióxido de carbono.

El efecto del amonio en la salud de las aves ha sido bien documentado (CUADRO 4.3). Una característica de las aves es la incapacidad para toser, porque no poseen diafragma. Sin embargo, tienen cilios que les ayudan a eliminar material extraño, como polvo y bacterias. Se sabe que niveles de amonio superiores a 25 ppm ocasionan parálisis parcial de los cilios y disminución de la capacidad para remover material extraño de la tráquea; a 50 ppm el amonio destruye algunos de los cilios, lo que desencadena varios procesos en el ave. En consecuencia, cuando una bacteria como *E. coli* entra en la tráquea y no es eliminada, se desarrolla hasta provocar una infección de los sacos aéreos; como resultado, se presentan pérdidas en la productividad y en la conversión alimenticia (un investigador informó sobre un incremento en ocho puntos del índice de conversión alimenticia en aves expuestas a 50 ppm de amonio). Investigaciones de los años sesenta demostraron que la exposición a 20 ppm de amonio por 72 horas duplicó la tasa de infección, con un desafío de Newcastle-bronquitis, comparada con aves que no se expusieron al amonio.

CUADRO 4.3

Niveles de amonio y sus consecuencias

CONCENTRACIÓN DE AMONIO	EFFECTO
10 ppm	Irritación traqueal (en guajolotes)
20 ppm	Incremento en la tasa de reacción posvacunal, por ejemplo, contra Newcastle
25 ppm	Reducción de la tasa de crecimiento y alteración de la conversión alimenticia. Reducción del peso corporal.
25-50 ppm	Inflamación de los sacos aéreos
50 ppm	Incremento en la incidencia de queratoconjuntivitis
100 ppm	Incremento en la mortalidad de las aves.

Adaptado de Estévez I, 2002

La producción de amonio requiere: excretas, calor y humedad (FIGURA 4.3). Probablemente el más importante de estos factores en el manejo de

la cama es el control de la humedad, por lo que es el primero en atenderse, incluso antes de introducirla en la caseta. Los puntos clave en el manejo de la cama para prevenir problemas de amonio incluyen: 1) Verificar la concentración del amonio al nivel de las aves (no a la altura de la nariz del humano). 2) Eliminar la cama entre parvadas. 3) Mantener la ventilación mínima adecuada con suficiente presión estática, para lograr una buena mezcla del aire que mantenga secas la caseta y la cama. 4) Verificar el funcionamiento del sistema de bebederos para evitar fugas y goteras que humedezcan la cama. 5) Ajustar el nivel de agua y la altura de los bebederos para evitar goteo. 6) Revisar regularmente la humedad de la cama.



FIGURA 4.3. Factores que afectan la producción de amonio. Estévez I, 2002.



Autoevaluación

1. Defina "estrés".
2. ¿Cuál es la temperatura corporal de un pollito recién nacido?
3. ¿Cómo eliminan las aves el exceso de calor corporal?
4. Enliste los efectos de la temperatura ambiental sobre el comportamiento de las aves.
5. Defina "humedad relativa".
6. ¿Cuál es la humedad relativa adecuada de las casetas avícolas?
7. Enliste cuáles son los contaminantes más importantes del aire y sus efectos en las aves.
8. Describa las funciones más relevantes de la ventilación en las casetas avícolas.
9. Enliste las consecuencias del incremento en la concentración de amonio en las casetas avícolas.



Respuestas

1. Cualquier estímulo o sucesión de estímulos de una determinada magnitud, que tienden a alterar la homeostasis del organismo, y cuando son desordenados pueden considerarse un ataque que resulta en enfermedad, incapacidad o muerte. El estrés libera las señales de emergencia necesarias para la supervivencia. Es todo lo que molesta o altera el confort en las aves.
2. Las investigaciones muestran que la TC de un pollito recién nacido es 1.7 °C menor que la de un adulto, pero a los cinco días de edad, la TC es de 41.1 °C, la misma de un adulto.
3. El ave elimina el exceso de calor en dos formas principales: evaporación de agua a través del sistema respiratorio y calentamiento del aire que rodea el cuerpo.
4. Estrés calórico y temperatura ambiental
Efecto de la temperatura
 - 18-24 °C Zona termoneutral. Temperatura ideal. Las aves no necesitan alterar el metabolismo basal para mantener la temperatura corporal.
 - 25-29 °C Ligera reducción en el consumo de alimento, pero si el consumo de nutrientes es adecuado, la eficiencia productiva es buena. El tamaño del huevo puede reducirse y la calidad del cascarón puede alterarse si la temperatura alcanza el máximo de este rango.
 - 30-32 °C El consumo de alimento se reduce más. Se deterioran el tamaño del huevo y la calidad del cascarón. La producción de huevo generalmente disminuye.

- 33-35 °C El consumo de alimento continúa su descenso. Hay riesgo de postración por calor, especialmente en las reproductoras pesadas y las que están en el pico de producción.
 - 36-38 °C Se requieren medidas de emergencia para refrescar a las aves. La supervivencia es el principal objetivo a estas temperaturas.
5. El término de humedad relativa se refiere al porcentaje de saturación del aire con agua a una temperatura dada. La capacidad del aire para captar humedad depende de su temperatura. El aire caliente puede retener más humedad que el aire frío.
 6. La humedad relativa óptima generalmente está ubicada entre 50 y 70 por ciento.
 7. Contaminantes del aire más importantes y sus efectos:

Contaminante	Efecto
Amonio (NH ₃)	Puede detectarse por el olfato a una concentración de 20 ppm y superior. Límite máximo recomendable: 10 ppm
Bióxido de carbono (CO ₂)	>0.35% (3 500 ppm) ocasiona nódulos linfoides cartilaginosos asociados con ascitis. Fatal en concentraciones superiores. Límite máximo recomendado 2 500 ppm
Polvo	Daña la superficie pulmonar. Incrementa la sensibilidad a contraer enfermedades. Es necesario ventilar para reducir el polvo
Humedad	El efecto varía con la temperatura. A 29 °C, 70% de humedad relativa limita el crecimiento porque el ave no puede refrescarse. La calidad de la cama es mala con alta humedad. Rango recomendado 65-75%

8. Las dos funciones más importantes de la ventilación son remover el aire caliente y la humedad. La época del año determina cuál de éstas es prioritaria. En los meses de verano, el aire caliente es lo más importante. Si este calor no se remueve, la temperatura en el interior de la caseta se incrementa y las aves pueden morir. Para prevenir el

calentamiento interno, el aire de la caseta debe cambiarse al menos una vez por minuto. El propósito de la ventilación en clima frío es diferente al del verano. El objetivo es introducir aire fresco suficiente para prevenir la acumulación de humedad y al mismo tiempo conservar el calor producido por las aves y las criadoras. Si la humedad en la cama se maneja adecuadamente a través de la ventilación, difícilmente se presentarán problemas por los niveles de amonio, polvo, oxígeno y dióxido de carbono.

9. Niveles de amonio y sus consecuencias

Concentración de amonio	Efecto
10 ppm	Irritación traqueal (en guajolotes).
20 ppm	Incremento en la tasa de reacción posvacunal, por ejemplo, contra Newcastle.
25 ppm	Reducción de la tasa de crecimiento y alteración de la conversión alimenticia. Reducción del peso corporal.
25-50 ppm	Inflamación de los sacos aéreos.
50 ppm	Incremento en la incidencia de queratoconjuntivitis.
100 ppm	Incremento en la mortalidad de las aves.



Literatura consultada

- Alchalabi D. Monitoring poultry house environment. Poultry International September 2001: 38-40.
- Alchalabi D. Environmental management of the poultry house. Poultry International March 2003: 26-28.
- Alchalabi D. Correlation between litter pH and air flow pattern. Poultry International May 2002: 42-45.
- Anderson K, Carter T. Hot weather management of poultry. PS&T Guide #30, nov. 1998. http://www.ces.ncsu.edu/depts/poulsci/tech_info.html
- Avian Farms: Novedades sobre cómo regular la temperatura en pollos de engorde. Reporte técnico. Disponible en: <http://www.e-campo.com/sections/news/archive.php>
- Barnwell R. Ventilation for top performance. Poultry International November 2000: 52-56.
- Bellés MS. Recursos prácticos a aplicar en las granjas de broilers contra el calor. Memorias de las Jornadas Profesionales de Avicultura de Carne 2005. Real Escuela de Avicultura. Valladolid, España, Abril 25-27, 2005: 8.1-8.28
- Boersma S. Broiler breeders: balancing production and welfare. Poultry International January 2001: 56-58.
- Butcher G, Miles R. Disease prevention in commercial aviaries. En: Fact Sheet VM 83. Department of Large Animal Clinical Sciences, College of Veterinary Medicine; Department of Dairy and Poultry Science, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida, 1993. Disponible en: <http://www.animal.ufl.edu/extension/poultry/publications/poulpubsB.htm>
- Curto F, de Alencar I, Pereira DF, D'Alessandro D, Carreri M, Hans F. Predicting broiler breeder's behavior using electronic identification. Agricultural

Engineering International: the CIGR Journal of Scientific Research and Development. Manuscript IT 02 001. December 2002; (IV).

- Czarick M, Lacy M, Van Wicklen G. Breeder pullet houses: the challenges of environmental control. *EUA: Watt Poultry*, enero 2001: 24-27.
- DEFRA (Department for Environment Food and Rural Affairs). Heat stress in poultry - Solving the problem, julio 2003. Disponible en: <http://www.thepoultrysite.com/FeaturedArticle/FATopic.asp?AREA=Housing&Display=12>
- Del Pino R. Relación entre el consumo de agua y producción de huevos. Disponible en: http://www.geocities.com/raydelpino_2000/consumode-aguayproducciondehuevos.html
- Donald J, Eckman M, Simpson G. The impact of environmental management on broiler performance. En: *The Poultry engineering economics & management newsletter*. Auburn University, marzo 2001; 10. Disponible en: <http://www.aces.edu/departament/poultryventilation/Nwsltr-10.pdf>
- Donald J, Eckman M, Simpson G. The pay-off of monitoring in-house conditions. En: *The Poultry engineering economics & management newsletter*. Auburn University, enero 2000; 3. Disponible en: <http://www.aces.edu/departament/poultryventilation/Nwsltr-3.pdf>
- Estevez I. Ammonia and poultry welfare. En: *Poultry Perspectives*. Maryland Cooperative Extension. College of Agriculture and Natural Resources, University of Maryland, College Park, 2002; 4 (1). Disponible en: <http://www.agnr.umd.edu/AGNRnews/Article.cfm?&ID=1489&NL=48&Archive=yes>
- Lacy M. Control del ambiente en galpones para pollos de engorde. *Memorias del XVI Congreso Centroamericano y del Caribe de Avicultura*; 2000 Noviembre 15-17; Panamá: 230.
- Lacy M. Think moisture removal. *EUA: Watt Poultry*, enero 2001: 32-33
- Lacy M, Czarick M. Migration in poultry houses. *EUA. Watt Poultry*, enero 2001: 36-37.
- Lahoz D. Control ambiental en galpones de pollos. Disponible en: <http://www.engormix.com/nuevo/prueba/areadeavicultura1.asp?valor=210>
- Lott B, Donald J. Ammonia: can cause serious losses even when you can't smell it. En: *The Poultry engineering economics & management newsletter*. Auburn University – US Poultry and Egg Association, septiembre 2002;

19. Disponible en: <http://www.aces.edu/departments/poultryventilation/Nwsltr-19-Ammonia.pdf>
- Nieves A. Causas que motivan la implementación de los sistemas de climatización. CAPIA informa No. 186. Disponible en: www.e-campo.com/media/news/nl/altavicultura25.htm
 - Norton R. Farm to fork: New lines of defense. EUA: Watt Poultry, agosto 2001: 52-54.
 - Sakomura NK. Modeling energy utilization in broiler breeders, laying hens and broilers. Rev Bras Cienc Avic 2004;6(1)[Consulta:28-11-2008]: 1-11. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1516-635X2004000100001&lng=en&nrm=iso.
 - Thornton G, O'Keefe T. Housing and equipment survey. EUA: Watt Poultry, junio 2001: 38-46.
 - Wiernusz C. Terapias nutricionales para optimizar la producción avícola durante periodos de altas temperaturas y humedades. Boletín técnico. Cobb-Vantress 1998-1999; 6 (2).



CAPÍTULO V

Efecto de la luz en la reproducción de las aves domésticas

Marco Antonio Juárez Estrada

INTRODUCCIÓN

La luz desempeña un papel fundamental en el control de la reproducción en las aves, estimula progresivamente al hipotálamo, el cual, a su vez, genera una respuesta sobre la glándula hipofisiaria, que es la principal implicada en la actividad de las gónadas y glándulas adrenales, y en la sincronización reproductiva de los animales.

Una buena proporción del conocimiento acerca de la importancia del fotoperiodo en las aves reproductoras pesadas se ha obtenido de las investigaciones efectuadas en gallinas productoras de huevo para plato: aspectos particulares de la relación intrínseca que guarda específicamente el fotoperiodo con la madurez sexual, el ciclo ovulatorio y la esteroidogénesis ovárica. Sin embargo, debe tomarse en consideración que el peso corporal y el desempeño productivo de las aves reproductoras pesadas y las aves productoras de huevo para plato son muy distintos. Estas diferencias se explican principalmente con base en el objetivo bajo el cual se efectúa la selección, y que ha determinado las características fisiológicas y anatómicas propias de cada uno de éstos dos tipos de aves, cuyas finalidades zootécnicas son diferentes, ya que mientras un tipo de estirpe se ha seleccionado para carne, la otra se ha destinado a la alta productividad de huevo; por lo tanto, los nutrientes se digieren, absorben y distribuyen de forma particular en cada tipo de ave. Al mismo tiempo,

se menciona que la percepción de los estímulos ambientales varía entre ambos tipos de animales, por tales motivos, la manera en cómo influye el fotoperiodo sobre los aspectos reproductivos de las aves de estirpe pesada es posiblemente algo diferente al de las aves ligeras. A continuación se analizan algunos de los aspectos más importantes que se han logrado conocer acerca de los programas de iluminación y su acción sobre la eficiencia reproductiva de las aves reproductoras pesadas.

5.1 DESARROLLO REPRODUCTIVO Y CICLO OVULATORIO

Con la finalidad de entender la reacción del ave reproductora ante el estímulo lumínico primero se necesita conocer cómo funciona el proceso fisiológico reproductor previo a la madurez sexual y después, cuando se produce normalmente el huevo.

El sistema reproductor del ave es como un equipo muy eficiente, adecuadamente acoplado, y armónico entre todas las partes que lo integran. Los principales órganos y tejidos que participan en la reproducción de las aves y la producción de huevo son el hipotálamo, la adenohipofisis, el ovario (producción hormonal por parte del folículo ovárico y la jerarquía folicular), el oviducto (deposición de albúminas acuosa, densa, membranas internas, cascarón y cutícula), el hígado (síntesis de lipoproteínas para la formación de la yema) y el sistema óseo (fuente de minerales empleados para la formación del cascarón).

Desde el primer día hasta los 35 días de edad, el ovario no muestra respuestas significativas a las gonadotropinas adenohipofisarias; es a partir del día 36 de edad cuando la respuesta comienza a aumentar y ésta se vuelve mayor hasta el día 120 de edad de la pollita. Cuando la pollita nace ya trae consigo todas las células germinales con las que contará durante toda su vida reproductiva. Se ha determinado que una hembra joven posee de 200 000 a 1 000 000 de folículos dispuestos ordenadamente en la corteza ovárica, por lo cual no existe ningún riesgo de que se agoten durante el transcurso de la producción.

A medida que la pollita se aproxima a la madurez sexual, estos miles de folículos, que encierran cada uno un pequeño óvulo en su interior,

comienzan a crecer. Durante aproximadamente 60 días a partir de un grupo de folículos previamente seleccionados (jerarquía folicular) ocurre un crecimiento intermedio folicular; la medida de su diámetro pasa de 1 mm a 4 o 6 mm. Cada uno de estos folículos comienza a recibir una carga de lípidos y proteínas que van a constituir el vitelo blanco. Hacia los 100 días posteriores a su nacimiento, la pollita recibirá la influencia de un ciclo circadiano delimitado alrededor del fotoperiodo, determinado principalmente por la glándula pineal. Sin embargo, las aves jóvenes e inmaduras no tienen aún a esta edad un canal de comunicación bien organizado y sincronizado entre el hipotálamo, la adenohipófisis y el ovario. Es hasta el periodo de la pubertad, cuando se establece esta comunicación y las aves comienzan a reclutar folículos en los ovarios, a partir de un depósito de pequeños folículos que se mantuvieron hasta ese momento en un estadio de latencia, o no desarrollo; una vez establecida la comunicación hormonal, ésta conduce posteriormente al inicio de la producción de huevo (de 17 a 18 semanas de edad en reproductoras ligeras y de 24 semanas en reproductoras pesadas).

En el lapso de las tres semanas previas a la madurez sexual (primera ovoposición) el peso del ovario aumenta de 5 a 60 gramos. La hipófisis en la edad adulta tiene aproximadamente el tamaño de un grano de trigo. Cuando las hormonas estimulante de los folículos (FSH) y luteinizante (LH) se comienzan a sintetizar en la hipófisis, bajo la acción del factor de liberación hipotalámico u hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), se promueve el crecimiento exponencial del ovario, al mismo tiempo que se favorece el crecimiento del oviducto, el cual ocurre principalmente bajo la acción de las hormonas esteroideas del tipo 17- β -estradiol. Estos estrógenos promueven el crecimiento y separación de los huesos pélvicos y pubianos, además, antes de la postura, favorecen el aumento de tamaño de la cloaca.

De los cientos de folículos de 4 y 6 milímetros de diámetro, unos cuantos son estimulados para que inicien su período de crecimiento rápido, el cual dura entre 9 y 10 días. Durante estos días el peso de estos folículos se incrementa de 200 mg hasta 18 g. En una gallina en produc-

ción cada *ovum* aumenta de diámetro de 4 a 6 mm diarios, por lo tanto la gallina tiene en el ovario cientos de folículos que encierran yemas blancas con diámetros que van de los 4 y 6 mm hasta los diámetros de 10, 14, 18, 22, 26, 30, 34, 38 y 42 mm, los cuales, a medida que aumentan de tamaño van adquiriendo una tonalidad cada vez más intensa, de color amarillo. Los folículos mayores de 40 mm se observan completamente amarillos, muy vascularizados y con una límpida línea estigmática (línea en el saco folicular donde no existen capilares o vasos sanguíneos aparentes). Dentro de la jerarquía folicular, el folículo más grande se denomina F1 hasta el momento en que es ovopositado, el que le sigue en tamaño es el F2, después el F3, y así, hasta llegar al más pequeño. Por lo regular existen de 8 a 10 folículos que pueden recibir denominación F progresiva, de acuerdo con la disminución de su tamaño. Una vez que el F1 es ovulado, el F2 pasa a ser denominado F1, el F3 es F2, el F4 es F3, y así sucesivamente. La secuencia de crecimiento de los folículos comienza a partir de uno o dos días después del crecimiento del primer folículo (F1), y la ovoposición del primer huevo se efectuará cuando existan al menos de 8 a 10 folículos en pleno desarrollo.

Todo lo que ocurre en el transcurso de un día, desde la eclosión de la pollita hasta su madurez sexual, tiene importancia en la formación del huevo. Esos procesos cotidianos van creando en la gallina la necesidad de establecer un ritmo circadiano de más o menos 24 horas de duración.

5.2 EL INICIO DE LA REPRODUCCIÓN EN LAS AVES DOMÉSTICAS

No es necesario que el estímulo lumínico incida directamente en los ojos del ave y estimule de esta forma los receptores específicos de la luz ubicados en la retina, con la finalidad de que el ave responda sexualmente a la luz. La energía lumínica (en forma de fotones de alta energía) es capaz de atravesar las plumas, la piel y el cráneo de la pollita, incidiendo y estimulando los fotorreceptores extrarretinales ubicados principalmente en el hipotálamo, incluso antes de que se lleve a cabo la estimulación a través del globo ocular.

La maduración sexual depende entonces de la duración del fotoperiodo día tras día, cuando el ave se percata de que la duración del día es suficiente para iniciar el desarrollo reproductor (11 horas es lo mínimo requerido); la energía lumínica en el hipotálamo, a través de la creación de impulsos nerviosos efectúa cambios bioquímicos específicos. Este tipo de mensajes nerviosos acumulativos estimulan la liberación progresiva de la GnRH, la cual recorre una distancia corta en el torrente sanguíneo (sistema porta local) hacia la adenohipófisis; aquí se estimula la producción y liberación de la FSH y de la LH. Este proceso ocurre hasta el momento en que el hipotálamo ha madurado completamente y se encuentra listo para responder, tanto al mecanismo de estimulación lumínica, como al de generación hormonal de los precursores de liberación. La madurez del hipotálamo, combinada con aspectos positivos y favorables en el desarrollo de la pollona, algunos factores metabólicos, como son el crecimiento corporal aunado específicamente al del hígado y el del oviducto izquierdo, son en extremo interdependientes y definitivos para que las aves respondan a la estimulación lumínica, sobre todo entre las 18 y 23 semanas de edad, con la subsiguiente presentación de la madurez sexual.

La acción hormonal en las aves prepúberes

La FSH y la LH actúan en el ovario o en los testículos con la finalidad de estimular a los folículos ováricos y células germinales (Sertoli), respectivamente. En el ovario, los folículos pequeños producen andrógenos y estrógenos. Estas hormonas esteroides mandan información al hipotálamo para ayudar a regular las concentraciones de hormonas sexuales y estimulan el desarrollo de las características sexuales secundarias.

En las hembras, esta producción de esteroides lleva a la transformación de una pollita en gallina. Dos semanas antes de romper postura el oviducto se desarrolla aceleradamente y crece para secretar albúmina, el hígado se convierte en un órgano que metaboliza lípidos y produce un tipo particular de lipoproteínas destinadas a la formación de la yema del huevo, los huesos largos se involucran en el metabolismo del calcio, comienzan a percibirse numerosos cambios en los caracteres sexuales secundarios y en la apariencia general del ave. Por ejemplo, la cresta crece

y enrojece, el ave puede perder algunas plumas primarias y desarrollar un plumaje "prenupcial"; los huesos púbicos se separan para dar paso al huevo. Normalmente, después de diez a once días de iniciadas estas señales, propias ya de la pubertad, se pone el primer huevo.

El control de la reproducción ocurre principalmente en tres niveles: el hipotálamo, la hipófisis y el ovario. Alterar el ambiente de expresión hormonal en cualquiera de estos niveles, por medio de cambios en la etapa de consumo de alimento, o en el medio ambiente, afecta el funcionamiento de todo el sistema y, por lo tanto, de la uniformidad, el peso, la producción y de la misma madurez sexual.

La importancia del periodo abierto en la liberación de LH

La ovulación se encuentra influida y dirigida por controles independientes, como son la respuesta al ciclo circadiano del fotoperiodo y la tasa de maduración de los folículos (F1, F2, F3, F4, F5, etc.). La liberación diaria de LH se limita a un periodo específico determinado por el hipotálamo, que comprende entre seis y ocho horas, y a la retroalimentación positiva en el aumento de secreción de LH, debida a cantidades acumulativas y crecientes de progesterona; esta ventana en la liberación de LH se conoce como periodo abierto. Actualmente no se sabe si la duración de este periodo o ventana de LH varía con la edad o con el genotipo.

En las aves domésticas (*Gallus domesticus*), en general, la señal que permite al hipotálamo determinar el ritmo del reloj circadiano (diario) es el atardecer. De esta forma se cronometra el periodo abierto, que corresponde al momento preciso en el que es posible la ovulación. Si el folículo ovárico de mayor tamaño (el que se encuentre más próximo para ser ovulado) y de los subsiguientes llegara a liberar suficiente cantidad de progesterona, durante este tiempo, se estimulará una fuente adicional de LH y ocurrirá la ovulación. En general el periodo abierto se inicia dos horas antes del amanecer. Este sistema se ha probado mediante la ovulación inducida artificialmente al suministrar cantidades crecientes de progesterona. Si el folículo alcanza la madurez suficiente para liberar progesterona fuera del periodo abierto, delimitado principalmente por el hipotálamo, y la estimulación lumínica, delimitada por el fotoperiodo que

ocurre en ese momento, se deja descansar el ovario, no hay ovulación y el folículo se mantiene íntegro allí en la corteza ovárica, el folículo mayor en jerarquía (F1) permanecerá sin romperse en la línea estigmática hasta el próximo periodo abierto, el cual se encuentra indicado por el hipotálamo con un nuevo pico de LH (situación que llega a generar un día de descanso). Aquí debe recordarse que inmediatamente después de cada ovoposición se efectúa la ovulación, siempre y cuando el periodo abierto o ventana abierta de LH lo permita; si no hay suficiente progesterona o no hay LH, no ocurre la ovulación, por lo cual, sin óvulo en el oviducto no se formará el huevo, y al día siguiente tampoco habrá ovoposición; sin embargo, como el F1 sigue creciendo igual que el resto de los folículos, éstos proveerán una fuente adicional de progesterona, y apenas se abra al día siguiente el periodo de LH, ocurrirá la ovulación; entonces, con el ovulo en el oviducto, el huevo se formará en más o menos 25 horas, y al día siguiente, habrá ovoposición, aunada muy factiblemente a una nueva ovulación dentro del periodo abierto de LH que se abrió ese nuevo día, por lo cual, en general, el día que la gallina no ovoposita es conocido como pausa, aunque en realidad la pausa ocurre desde un día antes, el día que no hay ovulación y, por lo tanto, tampoco formación del huevo y ovopostura.

Secuencia y series de ovoposición

Las gallinas ponen los huevos en series que se componen de secuencias continuas, con un intervalo (día pausa) de 24 a 26 horas, lo que produce posturas progresivas, un poco más prolongadas cada vez en el día.

Por ejemplo, los huevos de una secuencia sencilla se ponen en días consecutivos y están limitados a periodos de 8 a 10 horas diarias (lo que coincide con el periodo abierto para la liberación de LH y se aproxima a él); en cambio, las series se encuentran normalmente separadas por días de no postura. Cuando en una parvada la mayor parte de las aves están sincronizadas –por ejemplo, en el periodo conocido como pico de postura–, cierto número de aves presentan en estos días su día de pausa o descanso entre secuencias de postura, esto se debe a la cantidad insuficiente de progesterona producida por los restos del folículo roto en la ovopo-

sición previa, o bien, del folículo más grande, listo para romperse por el efecto de la LH (nunca se logra el 100% hipotético de postura). Mediante el monitoreo de la duración de las series de postura se puede aprender mucho sobre el porcentaje de madurez folicular, la cual se considera la base principal para establecer el promedio de producción de huevo.

Las gallinas con promedios de maduración folicular acelerada (24 horas e incluso menos) siempre tendrán un folículo maduro, que produce una señal adecuada de progesterona al inicio del periodo abierto de LH. Las series muy largas son comunes en gallinas Leghorn, las cuales tienen un promedio de tiempo de maduración folicular menor, comparado con el que tienen las aves reproductoras pesadas.

Por ejemplo, las gallinas con un promedio de maduración folicular mayor de 24 horas ponen cada huevo secuencialmente un poco más tarde cada día, dentro de una serie de ovoposición, hasta acumular un día sin postura. En el CUADRO 5.1 se presenta un ejemplo numérico de la postura de diferentes aves, con promedios de maduración folicular distintos. De hecho, al inicio de la producción, las aves llegan a alcanzar una serie continua de ovoposición de hasta 20 días consecutivos, lo cual se conoce como *primus ovoposition* u ovoposición primaria. La maduración folicular se va retrasando (progresivamente por minutos) a medida que las hembras envejecen, por lo cual el número de series tiende a aumentar conforme las secuencias se acortan a causa del aumento de la tasa de maduración folicular, atribuida sobre todo a la edad; por esto, en las series múltiples (secuencias cortas), al tiempo que la gallina envejece, la cantidad de folículos grandes disminuye progresivamente, y con ello va descendiendo la cantidad de progesterona y se reduce la sensibilidad del ave hacia las hormonas de tipo reproductivo (LH, FSH, progesterona).

5.3 INTENSIDAD DE LA LUZ DURANTE EL FOTOPERIODO DE LAS AVES REPRODUCTORAS

La importancia de la intensidad de la luz en las aves se relaciona con la percepción que éstas tienen del día y la noche. Para poder distinguir entre día y noche, los animales requieren una diferencia en la intensidad

CUADRO 5.1

Tiempos de oviposición hipotéticos en aves reproductoras con diferentes tasas de maduración folicular

TIEMPOS DE SECUENCIA DE POSTURA									PERIODO DE MADURA- CIÓN DE LOS FOLICULOS
	Día 1	Día 2	Día 3	Día 4	Día 5	Día 6	Día 7	Día 8	
1	8:30		8:30		8:30		8:30		32+
2	7:00	14:00		7:00	14:00		7:00	14:00	29+
3	7:00	10:30	14:00		7:00	10:30	14:00		27.5+
4	7:00	9:00	11:00	13:00		7:00	9:00	11:00	26+
5	7:00	8:30	10:00	11:30	13:00		7:00	8:30	25.5+
6	7:00	7:00	7:01	7:01	7:02	7:02		7:00	24+

Robinson et al., 1993.

de luz de al menos diez veces. Fotométricamente se considera que 0.4 pie-bujía (pb) no se distingue de la oscuridad; por tanto, se asume que se requiere un mínimo de 0.5 pb para distinguir la noche del día, así como para poder generar una respuesta hormonal de tipo fotoperiódica.

La potencia de la instalación de la luz de la caseta se ha expresado generalmente en vatios/m²; si bien este dato posee cierto aspecto práctico, muestra poca relación con respecto a la intensidad lumínica o la iluminación recibida por los animales, ya que ésta varía en función del tipo de fuente de iluminación empleada (un vatio no proporciona siempre la misma cantidad de luz); o bien, depende de la distancia entre la fuente lumínica y el animal. Lo más recomendable entonces es emplear como unidad de iluminación el lux, de acuerdo con la particular sensibilidad de las aves a la luz, la cual es muy diferente de la del ser humano; específicamente, la unidad debe ser el gallilux (FIGURA 5.1).

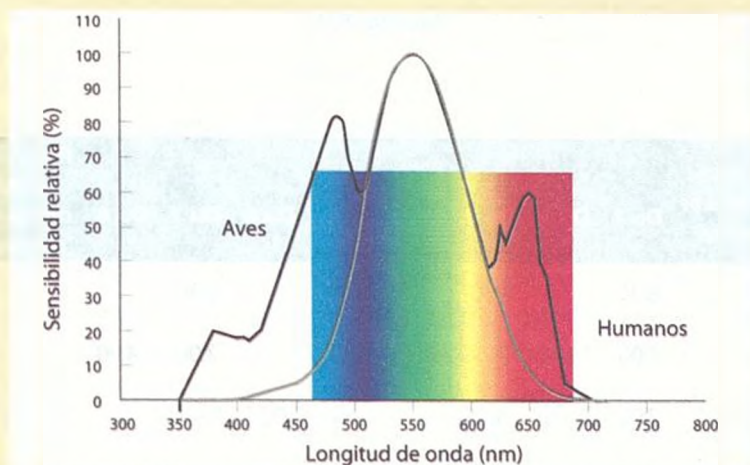


FIGURA 5.1. Percepción de la luz a nivel ocular (ser humano versus ave)*

*Standard eyeball, established by the Commission Internationale de l'Eclairage - CIE curve
Lectures with Dr. Israel Rozemboim at The Hebrew University of Jerusalem, Faculty of Agricultural, Food and Environmental Quality Sciences (2004).

Cuando el ave desarrolla la habilidad de distinguir entre la noche y el día, no se considera crítica la diferencia entre la intensidad lumínica proporcionada por la luz natural, y la de la luz artificial complementaria usada en casetas abiertas de ambiente natural. Sin embargo, la reducción de la diferencia entre la intensidad lumínica del periodo de iluminación, y la luz complementaria de tipo brillante, ha mostrado ser muy benéfica en la industria avícola. Si bien las estirpes de aves de postura comercial productoras de huevo para plato, aparentemente son insensibles a muchos efectos lumínicos, el efecto de la intensidad de luz es mucho más importante en los lotes de aves reproductoras de engorda. Las estirpes modernas de aves de postura comercial (ligeras) muestran tendencia a ser más resistentes a las diferencias de intensidad lumínica, probablemente por su alta tendencia a producir huevo aun en circunstancias adversas. Sin embargo, las aves reproductoras pesadas parecen ser más sensibles a los factores que afectan de manera negativa la producción de huevo.

En estudios recientes sobre los efectos de la intensidad lumínica temprana en aves reproductoras pesadas se ha observado que no existen

diferencias en la producción de huevo, cuando se mantiene en promedio rangos de 5.6 a 23.2 pb en toda la caseta.

El problema observado en todo tipo de aves con exceso de intensidad lumínica temprana se relaciona con la ubicación de la fuente de luz. En la crianza en piso puede haber diferencias de hasta 100 veces la intensidad de luz en unos cuantos metros.

En un estudio reciente efectuado en la Universidad de Alberta se usaron jaulas individuales con fuentes de luz individual, con la finalidad de controlar la variabilidad en la intensidad de luz; se consideró la conformación corporal en relación específica con el esqueleto y la morfología ovárica en el momento de la madurez sexual, para explicar las diferencias en la producción de huevo y su potencial reproductivo.

Las aves reproductoras pesadas estimuladas con intensidades lumínicas de 0.9 a 9.2 pb alcanzaron la madurez sexual, de manera similar y con características óseas semejantes. Se observó un efecto de fotoestimulación más fuerte con el tratamiento de 9.2 pb, ya que estas aves comenzaron a producir huevos 2.5 días más rápido, con folículos en el ovario 0.5 cm más largos. Si bien se esperaba que estas hembras fueran más sensibles a las diferencias en la intensidad de luz, la diferencia probada no fue lo suficientemente fuerte como para producir una respuesta visible entre éstas.

En otro estudio realizado en el mismo sitio con aves ponedoras "antiguas" (seleccionadas en 1950) y "modernas" (1996) estimuladas con 0.1, 0.5, 4.6, o 46.4 pb (CUADRO 5.2) se determinó que todas las intensidades de luz fueron suficientes para dar inicio a la maduración sexual; sin embargo, la iluminación con 0.1 pb fue insuficiente para el desarrollo ovárico normal en las aves modernas. En la madurez sexual (primer huevo), las aves modernas con 0.1 pb mostraron menor cantidad de folículos ováricos (FIGURA 5.2) que las aves que estuvieron expuestas a intensidades lumínicas mayores, observándose además que los folículos más grandes fueron, en promedio, mucho menores que en la aves con mayor intensidad lumínica (lo cual posiblemente puede llegar a afectar el tamaño del huevo).

Las investigaciones efectuadas con aves reproductoras pesadas en la Universidad de Alberta han mostrado que una insuficiencia lumínica

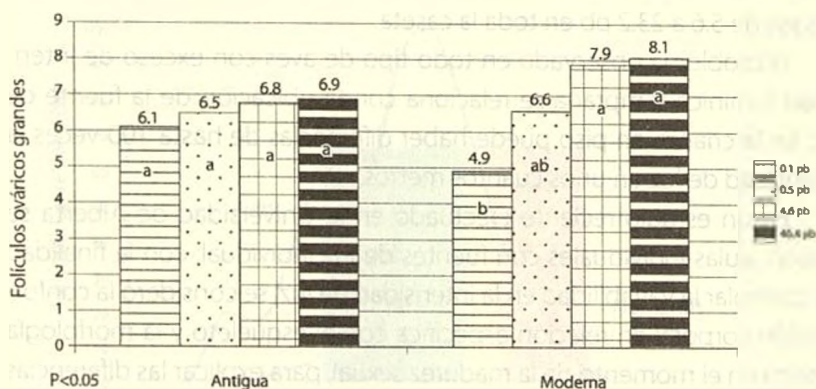


FIGURA 5.2. Promedio de folículos ováricos grandes a la madurez sexual en cruza aleatorias entre líneas antiguas y modernas expuestas a diferentes intensidades de luz en pies bujías (pb). Renema et al, 2001.

conduce a tener aves con una baja cantidad de folículos grandes, como se observó en las aves estimuladas con 0.1 pb, iluminación que limita la capacidad de producir huevo en la etapa de reproducción. La cantidad de folículos en las aves de postura antiguas no se afecta con diferentes intensidades de luz, lo que posiblemente se debe a un nuevo proceso fijado a través de la selección, o bien, a un efecto específico de la raza.

En un estudio posterior se determinó que los efectos negativos ocasionados por la baja intensidad de la luz sobre el desarrollo del ovario facilitaron la producción de huevo. Sin embargo, con iluminación de 0.1 pb disminuyeron los folículos grandes, lo que contribuyó a reducir la producción ave-día, la duración de la secuencia y la cantidad total de huevo (CUADRO 5.2).

Efectos de la insuficiencia en la fotoestimulación (refractabilidad)

En ciertas líneas de aves se ha observado que una alta intensidad de luz puede disminuir la producción de huevo. En una investigación en estir-

CUADRO 5.2

Postura de aves ponedoras antiguas y modernas estimuladas con diferentes intensidades de luz

INTENSIDAD DE LA LUZ	PESO DEL OVARIO (GRAMOS)*	FOLÍCULOS AMARILLOS GRANDES	PRODUCCIÓN AVE-DÍA (%)	TIEMPOS DE SECUENCIA DE HUEVOS	HUEVOS TOTALES A LAS 45 SEMANAS
0.1 pb	30.9 ^b	6.79 ^b	82.5 ^b	28.4 ^b	142 ^b
0.5 pb	32.5 ^{ab}	7.44 ^{ab}	85.9 ^a	43.6 ^{ab}	148 ^a
4.6 pb	36.1 ^a	8.34 ^a	86.9 ^a	53.5 ^a	150 ^a
46.4 pb	31.5 ^b	7.59 ^{ab}	85.2 ^{ab}	49.1 ^b	146 ^a

*Los valores dentro de una misma columna seguidos por diferente literal son estadísticamente distintos ($P < 0.05$). (Renema et al., 2001).

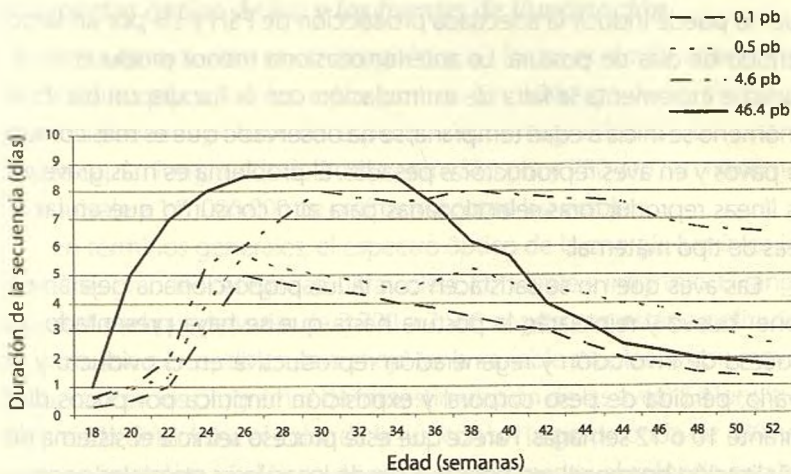


FIGURA 5.3. Promedio del periodo de secuencia de postura de gallinas semiligeras expuestas a una fotoestimulación de 0.1, 0.5, 4.6 y 46.6 pb. Renema et al., 1999.

pes semiligeras, en donde se utilizó una intensidad lumínica de 46.6 pb, se encontró una limitación para la producción de huevo, la intensidad de luz ocasionó que las aves alcanzaran un pico de postura muy rápido y alto; sin embargo, la persistencia en la producción de huevo disminuyó más rápidamente que en las aves expuestas a otras intensidades lumínicas (FIGURA 5.3). De la misma forma, los resultados obtenidos en las líneas semiligeras fueron equiparables a los registrados en aves reproductoras pesadas; esta misma situación puede esperarse en lotes de aves reproductoras pesadas bajo condiciones de iluminación con altas intensidades de luz.

La alta intensidad de luz puede acelerar el proceso de insuficiencia de estimulación lumínica en algunas líneas de aves reproductoras, fenómeno conocido y estudiado en pavos, los cuales muestran ya un estado refractario que es independiente a la intensidad creciente de luz, situación en la cual los animales no responden al estímulo lumínico (estado refractario). Un ave que no se satisface con el estímulo de luz es aquella que no puede inducir la adecuada producción de FSH y LH por un largo periodo de días de postura. Lo anterior ocasiona menor producción de huevo e incrementa la falta de estimulación con la luz disponible. Este fenómeno se inicia a edad temprana; se ha observado que es más común en pavos y en aves reproductoras pesadas. El problema es más grave en las líneas reproductoras seleccionadas para alto consumo que en las líneas de tipo maternal.

Las aves que no se satisfacen con la luz proporcionada dejarán de poner huevo y reiniciarán la postura hasta que se haya presentado un proceso de involución y regeneración reproductiva en el oviducto y el ovario; pérdida de peso corporal y exposición lumínica por pocos días durante 10 o 12 semanas. Parece que este proceso reinicia el sistema de señalización hormonal reproductiva desde los valores normales necesarios para obtener una señalización hormonal adecuada y, por lo tanto, para lograr secuencias más largas de ovoposición con menos series.

De forma general, se considera que las mismas señales que estimulan el inicio de la postura desencadenan el proceso que conduce a

una insuficiencia de la respuesta reproductiva al estímulo lumínico. La diferencia entre estos dos hechos es la duración del día. Las líneas más susceptibles a la falta de luz requieren fotoperiodos estimulantes (de 11 a 12 horas de luz al día) para compensar los problemas relacionados con la falta de luz.

En un trabajo efectuado recientemente en aves de postura se observó que una alta intensidad de luz puede acelerar el proceso o estadio de insatisfacción a la luz. La falta de luz puede estar involucrada en la atrofia folicular temprana, ocasionada por no mostrar suficiente soporte gonadotrópico para mantener la jerarquía de los folículos. En los pavos se ha descubierto que los programas de luz, cuyas estrategias buscan un aumento en la duración del día, dentro del ciclo de producción, pueden romper el estadio de insuficiencia al estímulo de luz. Sin embargo, en reproductoras pesadas aún no se conoce el efecto del incremento del fotoperiodo durante la producción.

El espectro óptico de luz y las fuentes de iluminación

La luz es una radiación electromagnética; su forma es similar a las ondas de radio, los rayos X o los rayos gamma. Sin embargo, la luz visible es sólo una pequeña porción del espectro electromagnético. El ojo humano puede captar longitudes de ondas entre 370 nm y 750 nm (un nanómetro equivale a 1/1 000 000 de milímetro) como luz visible.

En términos generales, el espectro óptico de la energía lumínica incluye tres grandes categorías: ultravioleta, luz visible e infrarrojo. El rango de visibilidad puede variar de 3 700 a 7 500 angstroms; estas amplitudes de onda son perceptibles para el ojo (es la variable empleada con mayor frecuencia en los programas de fotoestimulación de las aves). La longitud de la onda determina el color de la luz: con un largo de onda de 380 nm es de color violeta; si el largo de onda se incrementa, el color de cambia de violeta a azul; de modo progresivo cambia a verde, amarillo y finalmente a rojo (onda de 750 nm). La luz blanca es una combinación de todos los colores; la atmósfera o el mar captan todas las longitudes de la luz, menos la azul, que la reflejan y adquieren entonces la apariencia de tener

ese color. Si la luz cambia a un color rojo más cálido (foco incandescente y luz de velas) es porque la proporción en la longitud de las ondas más largas (color rojo) se ha incrementado. Si la luz se hace más dura y fría, se debe a que la proporción de ondas más cortas (color azul) ha aumentado.

Las fuentes de luz más comúnmente utilizadas en la avicultura tienen una duración más prolongada en las ondas que la luz del espectro ultravioleta, pero más cortas que la luz del espectro infrarrojo (CUADRO 5.3).

CUADRO 5.3

Espectro óptico de la luz

CLASIFICACIÓN MAYOR	CLASIFICACIÓN MENOR	ALCANCE DE LA LONGITUD DE ONDA
Luz ultravioleta	Extrema	100-2 000 Δ
	Lejana	2 000-3 000 Δ
	Cercana	3 000-3 700 Δ
Luz visible	Violeta	3 700-4 550 Δ
	Azul	4 560-4 920 Δ
	Verde	4 930-5 770 Δ
	Amarilla	5 780-5 970 Δ
	Naranja	5 980-5 970 Δ
Infrarrojo	Roja	6 230-7 500 Δ
	Cercana	0.75-3 μm
	Mediana	3-6 μm
	Lejana	6-15 μm
	Extrema	15-1 000 μm

Robinson et al., 1996.

La frecuencia es inversamente proporcional a la longitud de onda; la energía lumínica y la frecuencia se encuentran estrechamente relacionadas. Entre más corta es la longitud de onda, más grande es la energía de los fotones (CUADRO 5.4).

El crecimiento, el comportamiento y la reproducción de las aves están relacionados con el color de la luz; por ejemplo, el desarrollo y el comportamiento experimentan cambios con el color azul (ondas cortas) y la reproducción es estimulada mayormente por la luz roja (ondas largas).

CUADRO 5.4.**Características físicas del espectro óptico**

	UV	AZUL	VERDE	NARANJA	ROJO	IR
Longitud de onda (nm)	300	400	500	600	700	800
Frecuencia ($\text{sec}^{-1} \times 10^{-15}$)	1	0.75	0.6	0.5	0.43	0.37
Energía (kcal/mol)	95	71	57	47	41	36

Lectures from Dr. Israel Rozemboim at the Hebrew University of Jerusalem, Faculty of Agricultural, Food and Environmental Quality Sciences (2004).

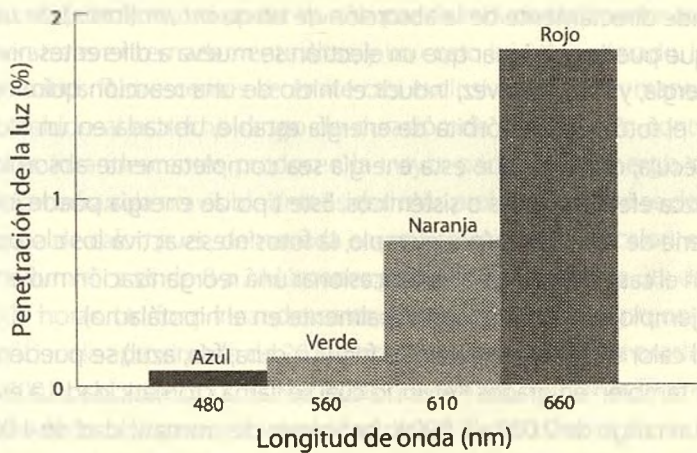


FIGURA 5.4. Porcentaje de penetración de la luz dentro del cerebro de un pato doméstico de acuerdo con la longitud de onda.

Lectures with Dr. Israel Rozemboim at the Hebrew University of Jerusalem, Faculty of Agricultural, Food and Environmental Quality Sciences (2004).

Lo anterior depende, sobre todo, de la forma en que las aves captan el estímulo lumínico, no sólo a través del tejido retinal, sino también a través de tejido extrarretinal por medio de las células fotosensitivas ubicadas en el cerebro. La luz penetra la piel y el hueso, estimula al hipotálamo, que a su vez activa la producción de una amplia gama de hormonas gonadales relacionadas con la reproducción. Por ejemplo, cuando un automóvil pasa por la calle con el radioreceptor encendido, las ondas más largas

(tonos bajos) penetran mucho mejor que las ondas cortas, lo cual es muy similar a las ondas de luz: las ondas cortas (luz azul) penetran en menor grado el cráneo que las ondas largas (luz roja), lo cual significa que a una misma intensidad de luz, la luz roja afecta la producción de las hormonas y la reproducción más que la luz azul (FIGURA 5.4).

De acuerdo con la teoría cuántica planteada por Albert Einstein, ningún tipo de reacción fotoquímica se puede llevar a cabo, a menos que exista una determinada cantidad de energía cuantitativa que sea absorbida previamente por un átomo o una molécula. Algunas acotaciones efectuadas por Einstein determinan que el proceso de reacción fotoquímica depende directamente de la absorción de un *quantum* (fotón) de radiación que puede ocasionar que un electrón se mueva a diferentes niveles de energía, y esto, a su vez, inducir el inicio de una reacción química. Al incidir el fotón en una órbita de energía estable, ubicada en un átomo o molécula, ocasiona que esta energía sea completamente absorbida y produzca efectos locales o sistémicos. Este tipo de energía puede iniciar una serie de reacciones (por ejemplo, la fotosíntesis activa los cloroplastos); en el caso de las aves puede ocasionar una reorganización molecular (por ejemplo, en la retina, y principalmente en el hipotálamo).

El calor (luz caliente, roja) y el frío (luz dura, fría, azul) se pueden expresar también en grados Kelvin, lo cual se llama cromaticidad. La escala tiene un rango de 2 000 a 7 000 K; los valores de cromaticidad de 4 000 K o más, se consideran fríos (mayor luz azul); de 3 500 a 3 600 K se consideran balanceados o neutros, y de 3 000 K o menos, cálidos (mayor luz roja).

Seleccionar la fuente de luz, entonces, depende de lo que se desea lograr: la luz azul/verde estimula el crecimiento de las aves, mientras que la luz naranja/roja estimula la reproducción. Para el pollo de engorda, una luz azul/verde es mejor que para los reproductores, ya que la luz hará que los pollos estén más activos, lo cual tiene un efecto benéfico, al promover un mayor consumo de alimento y un rápido crecimiento, pero sin constituir un estímulo para su desarrollo sexual. Lo anterior sugiere que durante el crecimiento la luz azul/verde es preferible; sin embargo, un incremento en la actividad durante este periodo puede traer como consecuencia un

picaje de plumas o desuniformidad, a causa de una mejor visión de las aves. Por esto, durante el crecimiento es necesario que la luz no sea demasiado fría. Aunque la luz azul puede tener un efecto calmante en las aves, se ha mencionado que la luz roja reduce el canibalismo y el picaje de plumas.

La luz fluorescente es considerada una alternativa adecuada para la iluminación, por su eficiencia en cuanto al consumo de energía. Estos tubos de alta o baja frecuencia se pueden obtener en casi cualquier color del espectro, su tamaño varía de 5 a 28 watts, con eficiencias de 50 a 70 lúmenes por watt; tienen una vida productiva de más de 10 000 horas, una luz más estable, un poder que se puede reducir fácilmente aun en temperaturas extremadamente altas, y un costo inicial moderado. La luz de los tubos fluorescentes se emite casi exclusivamente de manera visible (debido al estrecho rango de duración de la onda); en contraste, las luces incandescentes producen la mayor parte de su energía como radiación infrarroja no visible (intensidad más prolongada, que se detecta en forma de calor, pues, demasiada energía se convierte en calor); su eficiencia lumínica es de 8 a 24 lúmenes por watt, con una vida útil de 750 a 2 000 horas. Un foco incandescente de halógeno de tungsteno tiene una eficiencia aproximada de 20 lúmenes por watt y una vida productiva de 3 000 horas; este tipo de bombillas pueden ser reguladas fácilmente a través de toda la gama de intensidad de luz; el costo inicial de los focos incandescentes es bajo, sin embargo, su uso es caro debido a su baja eficiencia. Las lámparas de sodio a alta presión han ganado popularidad, sobre todo en casetas de aves reproductoras pesadas, ya que producen una luz de alta intensidad en las gamas de amarillo, naranja y rojo; por lo tanto, es una luz más cálida (aproximadamente 2 100 K en temperatura de calor). Se obtienen de 30 a 1 000 watts, con una alta eficiencia de 50 a 130 lúmenes por watt, su tiempo de vida útil se estima en 25 000 horas, y aunque su costo inicial es alto, su costo operativo es bajo debido a su alta eficiencia y su duración. Algunos investigadores han mencionado que el empleo de un tubo fluorescente de espectro completo es mejor que la modalidad blanca, por la inclusión de una gran proporción del espectro

óptico; no obstante, se han reportado pocos efectos en la eficiencia de la producción de huevo para gallinas de postura comercial, o bien, en líneas de reproductoras pesadas.

Cuando las fuentes de luz incandescentes se comparan con las fuentes de iluminación fluorescente en intensidades mayores a 0.5 pb, se observa que las aves que se encuentran bajo un programa de luz fluorescente son regularmente más activas. Aunque la intensidad de luz sea idéntica, las aves pueden percibir mayor intensidad en el espectro de luz fluorescente, por la sensibilidad del espectro que perciben sus ojos, que son más sensibles a las longitudes de onda de luz particulares (CUADRO 5.5).

CUADRO 5.5

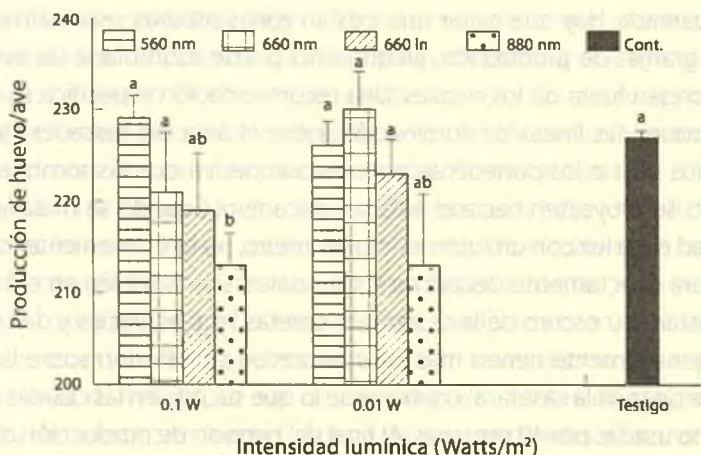
Diferencias en la percepción de la intensidad de la luz entre humanos y aves

	ILUMINACIÓN (W/m ²)	HUMANOS (LUX)	AVES (GALLILUX)
Incandescente (15 W)	0.03	5.6	8.1
Luz fluorescente blanca cálida	0.28	120.8	147.2
Luz de sodio de alta presión (70 W)	0.52	254	277
Luz solar	487	100 000	163 560

*Lectures with Dr. Israel Rozemboim at the Hebrew University of Jerusalem,
Faculty of Agricultural, Food and Environmental Quality Sciences (2004).*

En Israel se realizó una investigación en aves de postura comercial, enfocada a evaluar diferentes longitudes de onda lumínica y niveles específicos de energía; de forma general, se encontró que la luz roja estimula la producción de huevo, mientras que la luz verde o azul tiene poco efecto (FIGURA 5.5).

Si bien la energía lumínica que estimula al ave es la energía que atraviesa el cráneo, existe cierta longitud e intensidad de la luz que desencadena una respuesta fisiológica en el ave y que es captada por la retina, por lo cual se debe considerar que el estudio de la relación entre estas dos vías de estimulación lumínica aún tiene mucho que decir, ya que, por ejemplo, en pavas reproductoras se ha observado que la ruta retinal



in= Programa de luz intermitente con 15 min de luz y 45 de oscuridad.

FIGURA 5.5.

Por Lectures with Dr. Israel Rozemboim at the Hebrew University of Jerusalem, Faculty of Agricultural, Food and Environmental Quality Sciences (2004).

es estimulada, principalmente, por longitudes de onda verde/amarilla, mientras que la vía extrarretinal es estimulada, sobre todo, por la longitud de onda roja. Con esta última estimulación las pavas tienen una mayor producción de huevo que las pavas estimuladas con luz blanca o verde, por lo cual se ha sugerido que el proceso de fotoestimulación sexual es conducido de manera preponderante por los fotorreceptores extrarretinales. En reproductoras pesadas se requieren más estudios de este tipo, para explicar cómo perciben estas aves las diferencias en las longitudes de onda y niveles específicos de energía lumínica, ya que es posible que su respuesta sea un poco diferente de la de las aves reproductoras ligeras.

Distribución de la luz dentro de las casetas de aves reproductoras

La luz debe repartirse uniformemente en la caseta durante toda la fase de crianza y producción, con la finalidad de que cada ave reciba la cantidad mínima requerida, determinada por el médico veterinario a cargo

de la parvada. Hay que evitar que existan zonas oscuras, especialmente en las granjas de producción, ya que esto puede estimular a las aves a que pongan fuera de los nidales. Una recomendación específica es que se coloquen las líneas de iluminación sobre el área del rascadero y no sobre los *slats* o los ponederos, pues esto impedirá que las sombras de los *slats* se proyecten hacia el área del rascadero. Cuando se mida la intensidad de la luz con un fotómetro o luxímetro, no es conveniente hacer la lectura directamente debajo de las lámparas, sino también en el lugar más distante u oscuro de la caseta. Las casetas limpias, vacías y de color claro generalmente tienen más luz y favorecen su reflexión sobre la superficie de toda la caseta, al contrario de lo que sucede en las casetas que han sido usadas por 40 semanas. Al final del periodo de producción debe medirse la intensidad de la luz, con la finalidad de cerciorarse de que la luz se encuentra en el nivel requerido. En casetas de crianza *black-out*, la intensidad de la luz durante el periodo de oscuridad debe ser mínima. Con frecuencia se observa que en casetas que se consideran oscuras, con aves de 20 semanas y con alta densidad, y cuya ventilación está encendida al máximo, las aves casi no notan la diferencia cuando las luces se apagan. La intensidad de la luz también debe verificarse cuando las aves están dentro de las casetas; es necesario poner trampas de luz sobre los ventiladores y otras fuentes de ventilación si no se logra obtener la oscuridad esperada.

Edad óptima para la fotoestimulación en las aves reproductoras

Una pregunta muy importante para quienes manejan aves reproductoras es: ¿A qué edad se debe fotoestimar al ave?

Un estudio reciente, que concuerda con diversas observaciones efectuadas en campo, indica que la condición corporal del ave (estructura músculo-esquelética, más que reservas de energía) y la uniformidad del lote, son factores definitivos para decidir cuándo iniciar la fotoestimulación en las aves reproductoras. Con frecuencia estos criterios se pueden manejar ajustando la edad del lote al momento de la fotoestimulación.

En la Universidad de Alberta se ha demostrado que retardar la fotoestimulación después de las 20 semanas de edad ofrece ventajas importantes, objetivo fácilmente alcanzable con el sistema *black-out* empleado en naves de crianza completamente cerradas, o con el sistema de malla-sombra en naves de crianza cerradas De manera parcial. Las aves reproductoras pesadas fueron fotoestimuladas a los 120, 130, 140, 150 o 160 días de edad. Si bien existió una diferencia de 40 días entre las edades de fotoestimulación, se observó una diferencia de tan sólo diez días de edad para producir el primer huevo. Cuando se incrementó la edad para la fotoestimulación, el intervalo entre la estimulación y la maduración sexual disminuyó, lo cual ocurre porque el contenido de grasa de las aves aumenta con la edad, a pesar de ser estimuladas, y las aves muy delgadas presentan una pubertad tardía. Retardar la estimulación de luz ocasionó que las gallinas comenzaran la postura más rápidamente y con mayor uniformidad; además, la producción de huevo no se vio afectada. La ventaja de retardar la estimulación con luz se sustenta en que ofrece la oportunidad de mejorar la uniformidad y composición corporal del lote. De esta manera, las pollonas maduras retardan su inicio en la postura, mientras que las menos maduras continúan su desarrollo hasta que se encuentran listas para iniciar la ovoposición; por lo tanto, se incrementa el porcentaje de aves que inician la producción de huevo al mismo tiempo, lo que evita la baja de producción posterior al rompimiento de postura, atribuida a una desuniformidad de la parvada que impide llegar a un elevado pico de ovoposición.

El inicio rápido de la postura implica una mayor uniformidad de la condición corporal en el lote. Estos lotes tienden a mostrar más probabilidades de éxito y además son más fáciles de manejar, porque las necesidades de las aves son similares. La cantidad de alimento suministrada durante el inicio de la postura es un elemento clave, de vital importancia, sobre todo en aquellas líneas en donde el ovario responde al incremento rápido de alimento e inician la postura por sobreproducción de folículos ováricos grandes (los cuales aumentan la producción de huevo de manera inesperada y mantienen un control óptimo de la función ovárica). Retardar

el pico de alimentación puede constituir una manera de manejar el desarrollo ovárico en líneas pesadas y asegurar altos niveles de postura.

Principios básicos que deben considerarse en un programa de iluminación en aves reproductoras

A continuación se enumeran algunos de los factores más importantes de considerar para diseñar un programa de iluminación eficiente en aves reproductoras pesadas.

- Estimular a las aves jóvenes a comer y beber agua durante los primeros días de vida, para que ubiquen las fuentes de abasto de estos dos insumos, y se familiaricen con el medio que las rodea.
- Controlar el grado de actividad de las aves y los brotes de agresividad durante el periodo de inicio de crianza.
- Promover la actividad adecuada para asegurar la salud corporal e integridad ósea.
- Retrasar el desarrollo del aparato reproductor hasta el momento conveniente y oportuno, de acuerdo con la constitución corporal del ave.
- Durante el periodo de fotoestimulación, facilitar homogéneamente el desarrollo del sistema reproductor de todas las aves de la parvada.
- Crear las condiciones ideales para que la postura se establezca en series de ovoposición prolongadas (producción intensiva, con buena persistencia en la producción).
- Estimular, en un tiempo adecuado, el desarrollo óptimo del macho frente a la hembra.
- Proporcionar las condiciones adecuadas de manejo e instalaciones, con la finalidad de que las aves no pongan huevos en el piso.
- Limitar la actividad y el comportamiento agresivo, mientras se estimula el apareamiento adecuado en la caseta de aves reproductoras pesadas.
- Conservar la proporción óptima de machos frente a las hembras, con la finalidad de evitar agresividad o sobreapareamiento.
- Considerar los beneficios y desventajas de un programa de *spiking* o *interspiking* bajo las condiciones particulares de la explotación.

- Limitar la incidencia de gallinas cluecas.
- Analizar la reducción óptima de costos de producción.

Programas de iluminación

El estímulo de reproducción se logra de diferentes maneras, una de ellas es por el alimento/crecimiento, otro muy importante es a través de la intensidad y duración de la luz. Existen dos reglas básicas para el establecimiento de los programas de luz en reproducción: primero, el estímulo de luz nunca debe ser incrementado durante la crianza, y segundo, el estímulo de luz nunca debe decrecer durante la producción. Hay que tener en cuenta que el sustituir una luz fría por una caliente, aunque sea de igual intensidad, las aves considerarán el cambio como un incremento, debido a que la cantidad de luz roja que penetra en el cráneo del ave y estimula la madurez aumenta sustancialmente. Cuando se cambia de una luz cálida a una fría, sucede lo contrario.

El programa de iluminación en crianza se inicia con un día largo con luz de alta intensidad, esto tiene la finalidad de que las aves encuentren fácilmente el alimento, el agua, y se acostumbren al nuevo lugar de alojamiento. Para estimular a las aves después de la etapa de crianza, el fotoperiodo se puede reducir hasta ocho horas con luz de baja intensidad. Un aspecto positivo de este manejo es que las aves permanecen tranquilas durante todo el periodo de restricción alimenticia, lo cual ha conducido, incluso, a no hacer más el despique en los nuevos sistemas *black-out*. Si bien ocho horas no son necesariamente el mínimo requerido, es factible usar hasta seis horas.

Es importante que las aves estén activas durante la fase de crianza, para que desarrollen un aparato locomotor fuerte; deberá, entonces, suministrarse un mínimo de 5 lux durante la fase de crianza, de preferencia con luz fría, y durante la producción, con luz cálida, ya que esto constituirá un estímulo adicional. Sin embargo, no es recomendable optar por la luz fría, pues, como antes se comentó, la luz roja reduce los problemas de picaje y canibalismo.

En producción, cuando un ave ha madurado física y hormonalmente lo suficiente como para producir huevos, el desarrollo del sistema reproductor se estimulará de manera óptima por medio del incremento de la intensidad y la duración de la luz. Lograr este desarrollo, a las hembras les toma entre tres y cuatro semanas, y a los machos, dos semanas. Las aves no pueden reaccionar al estímulo lumínico si no han alcanzado la madurez suficiente. Debido a que no todas las aves maduran al mismo tiempo (si fuera así todas las aves iniciarían la producción en el mismo momento y el pico de producción se lograría más rápido), es necesario repetir el estímulo de luz en forma continua, para con ello asegurar que las aves que maduran más tarde también lo reciban cuando tengan la madurez necesaria para responder a él. Por lo anterior, es más importante el desarrollo corporal con una uniformidad aceptable en un determinado día, que la edad, en días, de la parvada. Esto significa que el primer incremento de luz debe hacerse de tres a cuatro semanas antes del primer huevo, y el último incremento, de tres a cuatro semanas antes de la fecha en la que se espera llegar al pico de producción.

Para estimular a la parvada, regularmente se añade una hora de luz, de 15 a 16 o de 16 a 17 horas durante la producción. Cuando las aves no se estimulan a tiempo, el inicio de la producción se retrasa; sin embargo, se necesitará un periodo de estimulación más corto desde su inicio hasta el primer huevo fértil. Aunque se puede estimular a las aves más tarde, cuando ya hayan madurado, se corre el riesgo de que engorden y por ello se pierda parte de la producción. Si el estímulo se retrasa pero la madurez es normal, la alimentación debe incrementarse muy gradualmente con la finalidad de no afectar la producción.

En relación con la magnitud de los incrementos de luz durante un periodo determinado, en este caso habría que calcularla de tal manera que el ave los pudiera reconocer y responder a ellos ¿Los incrementos de media hora muestran diferentes efectos que los incrementos de dos horas? Las opiniones al respecto varían enormemente; sin embargo, en general son preferibles los incrementos largos que los cortos, por ejemplo, un incremento de dos horas cada dos semanas es mejor que un

incremento de 15 minutos cuatro veces por semana. Algunas publicaciones indican que no hay diferencia entre, por ejemplo, incrementos de una hora cada semana durante cuatro semanas y un incremento de cuatro horas de una sola vez. No obstante, esto dependerá de la uniformidad de la madurez en el lote, puesto que con un solo estímulo se corre el riesgo de que algunas aves pierdan la capacidad de ser estimuladas. Los lotes de aves *fuera de época* necesitan ser estimulados más estrictamente, a veces desde el desarrollo, para que inicien la producción a tiempo. En lotes *dentro de época* el estímulo de luz se puede efectuar más gradualmente.

Cuando los lotes de aves reproductoras se crían con luz de día, se ven limitadas las posibilidades de estimular a las aves con luz para que inicien la producción. Los límites dependen de la estación y de la longitud geográfica en que el lote se encuentra; en todo caso, los programas de iluminación deben basarse siempre en un análisis detallado del programa de alimentación; una recomendación importante es que no se permitan menos de 2 g o más de 6 g de incremento a la semana, hasta el final de la crianza, e incluso hasta el comienzo de la producción. Sin embargo, las recomendaciones son sólo eso, indicaciones para el trabajo diario y no normas estrictas o tradiciones. El especialista en avicultura debe ser capaz de reaccionar adecuadamente ante situaciones excepcionales, tales como lotes con sobrepeso, alta desuniformidad de la parvada, bajas temperaturas, mala calidad del alimento, baja respuesta a las enfermedades, nuevos trastornos y otros hechos que pueden repercutir en la producción.

A continuación se plantean algunos calendarios de iluminación utilizados bajo condiciones de ambiente controlado y ambiente natural. Es importante recalcar que aunque el sistema *black-out* es exclusivo para instalaciones de ambiente controlado, en naves de ambiente natural se puede emplear la malla-sombra con la finalidad de obtener algunas de las ventajas conseguidas con el sistema *black-out*. En las siguientes tablas se presentan ejemplos de programas de iluminación, de una empresa avícola ubicada a una latitud de 19°-20°N y 103°-106°W.

Crianza en sistema black-out

SEMANA	DÍAS	HORAS DE LUZ	LUXES
1	1 al 7	23	20
2	8 al 14	18	20
3	15 al 21	13	20
4	22 al 28	8	5
5	19 al 35	8	5
6	36 al 42	8	5
7	43 al 49	8	5
8	50 al 56	8	5
9	57 al 63	8	5
10	64 al 70	8	5
11	71 al 77	8	5
12	78 al 84	8	5
13	85 al 91	8	5
14	92 al 98	8	5
15	99 al 105	8	5
16	106 al 112	8	5
17	113 al 119	8	5
18	120 al 126	8	5
19	127 al 133	8	5
20	134 al 140	8	5
21	141 al 147	14	40
22	148 al 154	14	40
23	155 al 161	15	50
24	162 al 168	15	50
25	169 al 175	16	50
26	176 al 182	16	50
27	177 al 189	16	50
28	190 al 196	16	50
29	197 al 203	16	50
30	204 al 210	16	50

*Crianza en sistema abierto dentro de época
(septiembre, octubre, noviembre, diciembre, enero, febrero)*

SEMANA	DÍAS	HORAS DE LUZ	LUXES
1	1 al 7	23	20
2	8 al 14	18	20
3	15 al 21	13	20
4	22 al 28	Luz natural	Intensidad natural
5	19 al 35	Luz natural	Intensidad natural
6	36 al 42	Luz natural	Intensidad natural
7	43 al 49	Luz natural	Intensidad natural
8	50 al 56	Luz natural	Intensidad natural
9	57 al 63	Luz natural	Intensidad natural
10	64 al 70	Luz natural	Intensidad natural
11	71 al 77	Luz natural	Intensidad natural
12	78 al 84	Luz natural	Intensidad natural
13	85 al 91	Luz natural	Intensidad natural
14	92 al 98	Luz natural	Intensidad natural
15	99 al 105	Luz natural	Intensidad natural
16	106 al 112	Luz natural	Intensidad natural
17	113 al 119	Luz natural	Intensidad natural
18	120 al 126	Luz natural	Intensidad natural
19	127 al 133	Luz natural	Intensidad natural
20	134 al 140	Luz natural	Intensidad natural
21	141 al 147	15	40
22	148 al 154	15	40
23	155 al 161	16	50
24	162 al 168	16	50
25	169 al 175	16	50
26	176 al 182	16	50
27	177 al 189	16	50
28	190 al 196	16	50
29	197 al 203	16	50
30	204 al 210	16	50

*Crianza en sistema abierto fuera de época
(marzo, abril, mayo, junio, julio agosto)*

SEMANA	DÍAS	HORAS DE LUZ	LUXES
1	1 al 7	23	20
2	8 al 14	18	20
3	15 al 21	13	20
4	22 al 28	Luz natural	Intensidad natural
5	19 al 35	Luz natural	Intensidad natural
6	36 al 42	Luz natural	Intensidad natural
7	43 al 49	Luz natural	Intensidad natural
8	50 al 56	Luz natural	Intensidad natural
9	57 al 63	Luz natural	Intensidad natural
10	64 al 70	13	Intensidad natural
11	71 al 77	13	Intensidad natural
12	78 al 84	13	Intensidad natural
13	85 al 91	13	Intensidad natural
14	92 al 98	13	Intensidad natural
15	99 al 105	13	Intensidad natural
16	106 al 112	13	Intensidad natural
17	113 al 119	13	Intensidad natural
18	120 al 126	13	Intensidad natural
19	127 al 133	13	Intensidad natural
20	134 al 140	13	Intensidad natural
21	141 al 147	15	40
22	148 al 154	15	40
23	155 al 161	16	50
24	162 al 168	16	50
25	169 al 175	16	50
26	176 al 182	16	50
27	177 al 189	16	50
28	190 al 196	16	50
29	197 al 203	16	50
30	204 al 210	16	50

Glosario

- **Ciclo circadiano.** Ciclo biológico de regulación fisiológica que ocurre generalmente en un periodo de 24 a 26 horas. En aves domésticas el periodo abierto de liberación de LH es seleccionado por el momento en que cesan las horas de oscuridad.
- **Lux.** Es la unidad de iluminación, cuando el metro constituye la unidad de longitud. Es la cantidad de luz (luminosidad) que recibe una superficie de un metro cuadrado iluminada perpendicularmente y situada a una distancia de un metro de una fuente luminosa, con una potencia de una candela. O bien, es igual a un lumen por metro cuadrado. Un lux es equivalente a aproximadamente 0.0929 pie-bujía.
- **Pie-bujía.** En Estados Unidos y Canadá se emplea la unidad conocida como "pie/bujía" (pb) cuando la unidad de medida longitudinal utilizada es el pie, equivalente a 10.78 lux y corresponde a la iluminación uniforme de un área cuadrada, por medio del flujo de un lumen por pie cuadrado.
- **Lumen.** Es la unidad del SI del flujo luminoso en el ángulo sólido; el flujo luminoso total de una fuente de luz de una candela corresponde a 4π lúmenes. En consecuencia, el flujo luminoso angular, expresado en lúmenes, no es una función de la distancia respecto a la fuente luminosa; en cambio, la iluminación (luz recibida) de una superficie disminuye en proporción al cuadrado de la distancia existente entre dicha superficie y la fuente luminosa.
- **Intensidad lumínica.** El grado de brillantez de la luz en el ojo del ave. No se encuentra relacionada necesariamente con la longitud de onda o el color de la luz.
- **Ovoposición interna.** Es una alteración en la formación del huevo, en la cual una parte membranosa, con poco cascarón o cascarón completo, no sale normalmente a través de la vagina y, por medio de un movimiento peristáltico inverso, es transportado, a través del infundíbulo, del oviducto

hacia el interior de la cavidad abdominal. Este tipo de huevos pueden permanecer en la cavidad abdominal por un largo periodo.

- **Ovulación interna.** Es una aberración del proceso normal de la ovulación, en la cual un folículo maduro que es liberado del ovario no ingresa al infundíbulo y cae a la cavidad abdominal.
- **Periodo abierto.** Es un lapso de seis a ocho horas del día, en el cual la LH puede ser liberada de la glándula pituitaria anterior. Este periodo limita la ovoposición a un lapso específico del día.
- **Jerarquía folicular.** Se refiere al orden del tamaño en el que se disponen los folículos ováricos sobre la corteza del ovario, lo cual implica el folículo más grande es siempre el más próximo a ser ovulado.
- **Ovulación.** Es el acto por el cual un ovocito primario es liberado del ovario, al romperse el saco folicular en la línea estigmática no vascularizada y el folículo cae dentro del infundíbulo, en el inicio del oviducto, con la finalidad de ser fertilizado. El proceso requiere que el folículo se encuentre lo suficientemente maduro para que la progesterona se libere en respuesta a la liberación de LH, la cual se encuentra limitada a un periodo de seis a ocho horas conocido como "periodo abierto para la liberación de LH".
- **Ovoposición.** Es el acto de poner un huevo. Normalmente un huevo con cascarrón es ovopositado en el mismo periodo en el que ocurre la ovulación.
- **Día de pausa.** Es un día sin postura, separado sucesivamente por secuencias de ovoposición. Las aves emplean este tiempo para reajustar su sistema de maduración ovárica folicular (de 24 a 26 horas) dentro del periodo abierto de liberación de LH, regulado por su ciclo circadiano de 24 horas.
- **Fotorrefractabilidad.** El término se refiere a una condición en la cual el fotoperiodo no provee la estimulación adecuada y suficiente para sostener el funcionamiento del aparato reproductor. Las aves que se vuelven fotorrefractarias dejan de poner huevo y generalmente no empiezan la postura a menos que experimenten un ciclo de involución reproductiva (pelecha) y un nuevo desarrollo del aparato reproductor.
- **Fotoperiodo.** Es el número de horas de luz y oscuridad al cual las aves se encuentran expuestas en un día. Durante la fase de crecimiento, un fotoperiodo típico es de 8 horas de luz por 16 horas de oscuridad (8 horas de luz:16 de oscuridad). Durante el periodo de postura un fotoperiodo típico es de 16 L:8O.

- **Fase de fotosensibilidad.** Es el periodo de 11 a 13 horas posterior al amanecer (o bien del encendido de las luces), en el cual las aves son ampliamente sensibles al estímulo luminoso. Un ave necesita detectar suficiente luz durante esta fase para que se estimule adecuadamente el desarrollo del aparato reproductor.
- **Fotoestimulación.** Es el proceso por medio del cual se provee al ave del estímulo adecuado para que llegue a la pubertad. Generalmente se proporcionan, al inicio, de 8 a 11 o más horas de luz ambiental en todo el día. Este proceso sólo es efectivo si las aves de postura se encuentran por arriba de los niveles mínimos requeridos para la madurez sexual en cuanto a edad, peso y composición corporal.
- **Largo de la secuencia.** Es una serie de ovoposiciones que se van a efectuar progresivamente, cada vez más tarde en días sucesivos (debido a que el proceso de maduración del folículo más grande, dentro de la jerarquía folicular, es mayor de 24 horas), hasta que la puesta de los huevos está dentro de un periodo mayor de 8 o 10 horas posteriores, contabilizadas a partir de la hora en que se ovopositó el primer huevo de la serie. Las secuencias de ovoposición pueden estar separadas por uno o más días de pausa. El promedio del largo de las secuencias se relaciona directamente con el número total de huevos producidos.
- **Madurez sexual.** Es el momento en el cual se presenta la primera postura (primer huevo), cuando la producción de huevo comienza. Sobre la base de una parvada, se define como el día de postura del primer huevo por la mayoría de las aves, la edad de la parvada con 5% de la producción; o bien, la edad con el 50% de postura.
- **Pelecha.** Es un proceso fisiológico natural de todas las aves, que consiste en interrumpir la postura y cambiar el plumaje para protegerse del frío o prepararse para la migración. En forma natural, dura de dos a seis meses y se activa por la reducción del fotoperiodo. El cambio más significativo es el que ocurre en el ovario cuando los folículos maduros sufren una atresia necrótica y los folículos inmaduros se reabsorben.





Autoevaluación

1. ¿Qué es el periodo abierto?
2. Mencione a qué se refiere el término de "premium ovoposition" u ovoposición primaria.
3. ¿Cómo percibe el estímulo lumínico un ave?
4. Mencione qué tipo de luz percibe mejor el ojo de un ave a una intensidad mayor de 0.5 pb.
5. Mencione los principios básicos para establecer un programa de iluminación en aves reproductoras.



Respuestas

1. La liberación diaria de LH se limita a un periodo específico del hipotálamo que comprende entre seis y ocho horas.
2. Al inicio de la producción, las aves llegan a alcanzar una serie continua de ovoposición de hasta 20 días consecutivos.
3. Se ha descubierto que la energía lumínica (en forma de fotones alta energía) llega al cráneo y estimula los fotorreceptores en el hipotálamo, incluso antes de que esta estimulación luminosa se lleve a cabo a través del globo ocular.
4. La luz fluorescente.
5.
 - Estimular a las aves jóvenes a comer y beber agua durante los primeros días de vida, para que ubiquen las fuentes de abasto de estos cos insumos, y permitir que el ave se familiarice con el medio que la rodea.
 - Controlar el grado de actividad de las aves y los brotes de agresividad durante el periodo de inicio de la crianza.
 - Promover la actividad adecuada, con la finalidad de asegurar la salud corporal e integridad ósea.
 - Retrasar el desarrollo del aparato reproductor hasta el momento oportuno, de acuerdo con la constitución corporal del ave.
 - Durante el periodo de fotoestimulación, facilitar homogéneamente el desarrollo del aparato reproductor de todas las aves de la parvada.
 - Crear las condiciones ideales para que la postura se establezca en series de ovoposición prolongadas (producción intensiva, con buena persistencia en la producción).

- Estimular, en un tiempo adecuado, el desarrollo óptimo del macho frente a la hembra.
- Proporcionar las condiciones adecuadas de manejo e instalaciones, con la finalidad de que las aves no pongan huevos en piso.
- Limitar la actividad y el comportamiento agresivo, mientras se estimula el apareamiento adecuado en la caseta de aves reproductoras pesadas.
- Conservar la proporción óptima de machos frente a las hembras, con la finalidad de evitar agresividad o sobreapareamiento.
- Limitar la incidencia de gallinas cluecas.
- Analizar la reducción óptima de costos de producción.



Literatura consultada

- Andrews DK, Zimmerman NG. A comparison of energy efficient broiler house lighting sources and photoperiods. *Poultry Science* 1990; 69:1471-1479.
- Boshouvers FMG, Nicaise E. Artificial light sources and their influence on physical activity and energy expenditure of laying hens. *British Poultry Science* 1993; 34:11-19.
- Etches RJ. *Reproduction in Poultry*. Wallingford RU: CAB International, 1996.
- Hill JA, Charles DR, Spechter JJ, Bailey RA, Ballantyne AJ. Effects of multiple environmental and nutritional factors in laying hens. *British Poultry Science* 1988; 29:499-511.
- Lewis PD, Morris TR, Perry GC. A model for the effect of constant photoperiods on the rate of sexual maturation in pullets. *Br Poult Sci* 1998; 39:147-151.
- Lewis PD, Morris TR. Responses of domestic poultry to various light sources. *World's Poultry Science Journal* 1998; 54:7-25.
- Lewis PD, Perry GC, Morris TR. Effects of constant and changing photoperiods on age at first egg and related traits in pullets. *Br Poult Sci* 1996; 37:885-894.
- Megamex Iluminación DT. La trascendencia de la iluminación. *Los Avicultores y su Entorno* feb-mar 2002; 5(25):74-76.
- Meijerhof R. Importancia de la luz. *Suplemento Hybro BV. Países Bajos: Boxmeer*, septiembre 2003. 3 pp.
- Morris TR. Lighting for layers: what we know and what we need to know. *World's Poultry Science Journal* 1994; 50: 283-287.
- Renema RA, Robinson FE, Newcombe M, McKay RI. Effects of body weight and feed allocation during sexual maturation in broiler breeder hens. 1. Growth and carcass characteristics. *Poultry Science* 1999; 78: 619-628.

- Renema RA, Robinson FE, Proudman JA, Newcombe M, McKay RI. Effects of body weight and feed allocation during sexual maturation in broiler breeder hens. 2. Ovarian morphology and plasma hormone profiles. *Poultry Science* 1999; 78:629-639.
- Renema RA, Robinson FE. Effects of photostimulatory plight intensity in four strains of commercial egg layers: 1. Ovarian morphology and carcass parameters. *Poult Sci* 2001; 80: 1112-1120.
- Renema RA, Robinson FE, Oosterhoff HI-I, Feddes JJR, Wilson JL. Effects of photostimulatory light intensity on ovarian morphology and carcass traits at sexual maturity in modern and antique egg-type pullets. *Poult Sci* 2001; 80: 47-56.
- Robinson FE, Wautier TA, Hardin RT, Robinson NA, Wilson JL, Newcombe M, McKay RI. Effects of age at photostimulation on reproductive efficiency and carcass characteristics. 1. Broiler breeder hens. *Canadian Journal of Animal Science* 1996; 76: 275-282.
- Robinson FE, Renema RA, Feddes JJR, Zuidhof MJ, Wilson JL. Egg production and fertility traits of broiler breeder hens as influenced by strain and early feed allocation. *Poult Sci* 1999; 78(supl. 1): 7.
- Robinson FE, Renema RA, Oosterhoff HH, Zuidhof MJ, Wilson JL. Carcass traits, ovarian morphology and egg laying characteristics in early versus late maturing strains of commercial egg type hens. *Poult Sci* 2001; 80: 37-46.
- Robinson FE, Wautier TA, Wilson JL, Newcombe N, McKay RI. Effects of age at photostimulation on reproductive efficiency and carcass characteristics: 2. Egg-type hens. *Can J of An Sci* 1996; 76: 283-288.
- Robinson FE, Renema RA, Bouvier L, Feddes JJR, Zuidhof MJ, Wilson JL, Newcombe M, McKay RI. Effects of photostimulatory lighting and feed allocation in female broiler breeders: 2. Egg and chick production characteristics. *Can J of An Sci*. 1999; 78: 615-623.
- Robinson FE. Management for control of ovarian development in broiler breeders. *Ross Technical Bulletin*. Ross Breeders, abril 1999...
- Rozenboim I, Zilberman Y, Gvoryahu G. New monochromatic light source for laying hens. *Poultry Sci* 1998; 77: 1695-1698.
- Siopes TD, Proudman JA. Photoresponsiveness of turkey breeder hens changes during the egg-laying season: relative and absolute photorefractoriness. *Poult Sci* 2003; 82:1042-1048.

- Tabler GT, Bramwell RK. Managing today's broiler breeder female. *Avian Advice* 2003; 5:1-3.
- Tucker SA, Charles DR. Light intensity, intermittent lighting and feeding regimen during rearing as affecting egg production and egg quality. *British Poultry Science* 1993; 34:255-266.
- Widowski TM, Keeling LJ, Duncan IJH. The preference of hens for compact fluorescent over incandescent lighting. *Canadian Journal of Animal Science* 1992; 72:203-211.

EL ROL DE LOS FACTORES AMBIENTALES DE LAS AVES REPRODUCTORAS EN CRUZA Y PRODUCTIVIDAD

Desde el momento en que se comienza a criar a las aves reproductoras, los factores ambientales juegan un papel importante en su desarrollo. En su etapa de crecimiento, las aves deben estar expuestas a una serie de factores ambientales que les permitan desarrollar su sistema reproductivo de manera adecuada. Los factores ambientales que influyen en la productividad de las aves reproductoras son: la luz, la temperatura, la humedad, la alimentación y el manejo.

La luz es uno de los factores ambientales más importantes en la reproducción de las aves. La luz influye en el ciclo reproductivo de las aves, en la producción de huevos y en la calidad de los huevos. La luz también influye en el comportamiento de las aves, en su alimentación y en su salud. La luz debe ser adecuada en intensidad, duración y espectro para que las aves reproductoras puedan producir huevos de manera eficiente y saludable. La luz debe ser adecuada en intensidad para que las aves reproductoras puedan ver bien y comer bien. La luz debe ser adecuada en duración para que las aves reproductoras puedan tener un ciclo reproductivo adecuado. La luz debe ser adecuada en espectro para que las aves reproductoras puedan producir huevos de color adecuado.

- La luz debe ser adecuada en intensidad y duración para que las aves reproductoras puedan producir huevos de manera eficiente y saludable. La luz debe ser adecuada en intensidad para que las aves reproductoras puedan ver bien y comer bien. La luz debe ser adecuada en duración para que las aves reproductoras puedan tener un ciclo reproductivo adecuado. La luz debe ser adecuada en espectro para que las aves reproductoras puedan producir huevos de color adecuado.



C

A P Í T U L O

VI

Alimentación de las aves reproductoras pesadas

Benjamín Fuente Martínez

6.1 REQUERIMIENTOS NUTRICIONALES DE LAS AVES REPRODUCTORAS EN CRIANZA Y PRODUCCIÓN

Durante los últimos 40 años las características de las aves reproductoras han ido cambiando aceleradamente; las líneas de rápida conformación son aves genéticamente seleccionadas, para obtener una mejor ganancia de peso y conversión alimenticia, de acuerdo con las características distintivas que los machos reproductores transmiten a su progenie: el pollo de engorda actual.

Las características productivas de crecimiento que se buscan en el pollo de engorda representan un problema para el manejo reproductivo de las aves reproductoras pesadas, debido a que se contraponen el rápido crecimiento y el comportamiento reproductivo. Por lo anterior, el potencial genético para el crecimiento de las aves reproductoras pesadas deberá restringirse mediante programas de alimentación que controlen el peso a lo largo de toda la crianza y el ciclo productivo, y se asegure así una buena producción de huevo fértil. Estos manejos son necesarios debido a las siguientes particularidades de las aves reproductoras pesadas:

- La tendencia a ganar peso excesivo y engordar. Esto tiene un origen genético, el cual es utilizado precisamente en los programas de mejora para fijar en su descendencia, el pollo de engorda, la máxima velocidad de crecimiento.

- Menor capacidad de producción de huevo. En comparación con una gallina ligera o semipesada, la reproductora pesada tiene un periodo productivo más corto, pues ha sido seleccionada genéticamente para un desarrollo corporal rápido y buena producción de carne.
- Alto consumo de alimento. En caso de no racionar el consumo, una reproductora pesada adulta puede llegar a consumir cerca de 250 g de alimento al día y ganar peso y grasa en exceso. El sobrepeso reduce la capacidad productiva de huevo, la fertilidad, e incrementa la incidencia de problemas articulares.
- La dificultad de llegar a la madurez sexual con el peso corporal adecuado. De no conseguirse lo anterior, se origina una mayor producción de huevos pequeños, no aptos para la incubación.
- Una menor fertilidad de los machos a medida que aumenta su edad.

Debido a todas estas circunstancias, el manejo y la alimentación de los reproductores pesados tienen características especiales, mucho más complejas que en el caso de las reproductoras ligeras o semiligeras (semipesadas).

Los requerimientos de las aves reproductoras pesadas varían de acuerdo con la estirpe, sexo, edad y nivel de restricción, entre otros (CUADROS 6.1-6.8).

CUADRO 6.1

Recomendaciones nutricionales de las pollas reproductoras en su etapa de iniciación

ESTIRPE	HUBBARD	COBB 500	ROSS 308
Periodo (semanas)	0-5	0-6	0-3
Energía metabolizable (kcal/kg)	2 750-2 800	2 860	2 865
Proteína %	18-20	19	19
Lisina %	1.10	1.00	1.0
Metionina %	0.45	0.45	0.46
Met + cist %	0.80	0.77	0.78
Triptófano %	0.20	0.22	0.19
Treonina %	0.70	0.75	0.65
Calcio %	0.90-1.10	1.01	1.0
Fósforo disponible %	0.45-0.50	0.45	0.47
Sodio %	0.16-0.18	0.20	0.18
Ácido linoico %	1.5	1.25	1.0

Guías de manejo de las estirpes, 2008.

CUADRO 6.2

Recomendaciones nutricionales de la reproductora en su etapa de crecimiento

ESTIRPE	HUBBARD	COBB 500	ROSS 308
Periodo (semanas)	6-18	6-17	3-24
Energía metabolizable (kcal/kg)	2 650-2 700	2 750	2 865
Proteína %	15-16	16	15
Lisina %	0.75	0.60	0.73
Metionina %	0.36	0.26	0.35
Met + cist %	0.60	0.51	0.62
Triptófano %	0.16	0.15	0.16
Treonina %	0.55	0.50	0.54
Calcio %	0.90-1.10	1.07	0.90
Fósforo disponible %	0.40-0.45	0.43	0.44
Sodio %	0.16-0.18	0.21	0.16
Acido linoleico %	1.5	1.20	1.0

Guías de manejo de las estirpes, 2008.

CUADRO 6.3

Recomendaciones nutricionales de la reproductora pesada en la etapa de prepostura

ESTIRPE	HUBBARD	COBB 500
Periodo (semanas)	19-23	17-22
Energía metabolizable (kcal/kg)	2 700-2 750	2 860
Proteína %	16-17	16.5
Lisina %	0.85	0.74
Metionina %	0.40	0.32
Met + cist %	0.65	0.62
Triptófano %	0.17	0.17
Treonina %	0.50	0.55
Calcio %	1.20-1.40	1.46
Fósforo disponible %	0.38-0.40	0.45
Sodio %	0.16-0.18	0.19
Acido linoleico %	1.7-1.8	1.2

Guías de manejo de las estirpes, 2008.

CUADRO 6.4*Recomendaciones nutricionales de la gallina reproductora en su etapa de producción*

ESTIRPE DIETA	HUBBARD	COBB 500 PRODUCCIÓN 1	ROSS
Periodo (semanas)	24-44	22-40	24-44
Energía metabolizable (kcal/kg)	2 700-2 750	2 860	2 865
Proteína %	15-16	16	16
Lisina %	0.75	0.75	0.72
Metionina %	0.36	0.35	0.36
Met + cist %	0.60	0.64	0.62
Triptófano %	0.19	0.19	0.17
Treonina %	0.60	0.57	0.52
Calcio %	3.0-3.2	3.0	3.1
Fósforo disponible %	0.38-0.40	0.43	0.40
Sodio %	0.16-0.20	0.19	0.16
Acido linoleico %	1.5	1.2	1.25

*Guías de manejo de las estirpes, 2008.***CUADRO 6.5***Recomendaciones nutricionales de la gallina reproductora en su etapa de producción*

ESTIRPE Dieta	HUBBARD	COBB 500 Producción 2	ROSS
Periodo (semanas)	44 en adelante	40 en adelante	44 en adelante
Energía metabolizable (kcal/kg)	2 700-2 750	2 860	2 865
Proteína %	14-15	15	15.5
Lisina %	0.70	0.73	0.70
Metionina %	0.31	0.34	0.34
Met + cist %	0.57	0.62	0.58
Triptófano %	0.17	0.19	0.16
Treonina %	0.56	0.57	0.50
Calcio %	3.20-3.50	3.30	3.30
Fósforo disponible %	0.35-0.37	0.40	0.37
Sodio %	0.16-0.20	0.19	0.16
Acido linoleico %	1.5	1.0	1.0

Guías de manejo de las estirpes, 2008.

CUADRO 6.6*Recomendaciones de vitaminas y minerales para la polla reproductora*

ESTIRPE	HUBBARD	COBB 500	Ross	
Semanas	0-18	0-6	7-17	0-21
Minerales traza (ppm)				
Manganeso	80	100	100	120
Zinc	80	100	120	100
Hierro	60	20	20	40
Cobre	5.0	10	10	16
Selenio	0.4	0.3	0.3	0.3
Yodo	1.0	1.5	0.5	1.25
Cobalto	0.5	NP	NP	NP
Vitaminas adicionales por kg				
A UI	12 000	10 000	10 000	10 000
D3 (colecalfiferol) UI	3 000	3 000	3 000	3 500
E (tocoferol) UI	40	75	45	45-60
K (menadiona) mg	2	3	3	2-3
B1 (tiamina) mg	2	2	2	2-3
B2 (riboflavina) mg	8	8	7	5-6
B5 (ácido pantoténico) mg	10	12	10	15
B3 (ácido nicotínico) mg	60	40	35	30-35
B6 (piridoxina) mg	3	3	3	2-3
B10 (ácido fólico) mg	1	1.5	1.0	1-1.5
B12 (cianocobalamina) mg	0.02	0.025	0.02	0.02
H (biotina) mg	0.15	0.25	0.20	0.15
Colina mg	750	350	300	1 400

Guías de manejo de las estirpes, 2008.

CUADRO 6.7

Recomendaciones de la hembra reproductora en la etapa de producción

ESTIRPE	HUBBARD	COBB 500	ROSS
Semanas	19-64	18-64	22-64
Minerales traza (ppm)			
Manganeso	100	120	120
Zinc	100	110	100
Hierro	60	40	50
Cobre	10	10	10
Selenio	0.4	0.30	0.30
yodo	2.0	2.0	2.0
Cobalto	0.5	NP	NP
Vitaminas adicionales por kg			
A UI	15 000	12 000	11 000
D3 (colecalfiferol) UI	3 000	3 000	3 500
E (tocoferol) UI	60	50	100
K (menadiona) mg	5	6	5
B1 (tiamina) mg	3	2.5	3
B2 (riboflavina) mg	12	10	12
B5 (ácido pantoténico) mg	15	25	15
B3 (ácido nicotínico) mg	60	40	55
B6 (piridoxina) mg	5	6	4
B10 (ácido fólico) mg	2	4	2
B12 (cianocobalamina) mg	0.03	0.035	0.03
H (biotina) mg	0.20	0.30	0.25
Colina mg	750	250	1000

Guías de manejo de las estirpes, 2008.

CUADRO 6.8

Recomendaciones nutricionales del macho reproductor pesado

	COBB			HUBBARD			ROSS 308
Semanas	0-6	7-17	18+	0-5	6-18	19+	21
Proteína cruda %	19.00	15.00	13.00	18-20	15-16	13-14	12-14
Energía metabolizable kcal/kg	2 860	2 750	2 756	2 750-2 800	2 650-2 700	2 650-2 700	2 600-2 800
Lisina %	1.00	0.60	0.48	1.10	0.75	0.70	0.45-0.55
Metionina %	0.45	0.26	0.24	0.45	0.36	0.32	0.16-0.22
Metionina + cistina %	0.77	0.51	0.45	0.80	0.60	0.60	0.38-0.46
Treonina %	0.75	0.50	0.45	0.70	0.55	0.60	0.36-0.46
Triptófano %	0.22	0.15	0.14	0.20	0.16	0.17	0.10-0.17
Arginina %	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.61-0.72
Valina %	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.48-0.58
Isoleucina %	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.40-0.51
Calcio %	0.95	0.90	0.90	0.90-1.10	0.90-1.10	0.90-1.10	0.8-1.2
Fósforo disponible %	0.45	0.45	0.45	0.45-0.50	0.45-0.50	0.45-0.50	0.3-0.4
Sodio %	0.21	0.21	0.20	0.16-0.18	0.16-0.18	0.15-0.20	0.16-0.23
Cloro %	0.18	0.18	0.18	0.18-0.22	0.18-0.22	0.15-0.20	0.16-0.23
Potasio %	0.60	0.65	0.60	0.70-0.75	0.70-0.75	0.55-0.65	0.40-0.75
Cobre ppm	10	10	10	5	5	10	10
Yodo ppm	1.5	1.5	1.5	1.0	1.0	2.0	2
Hierro ppm	20.0	20.0	20	60	60	60	50
Manganeso ppm	100	100	100	80	80	100	120
Zinc ppm	100	120	120	80	80	100	100
Selenio ppm	0.3	0.3	0.3	0.4	0.4	0.4	0.3
Vitamina A UI/kg	10 000	10 000	11 000	12 000	12 000	15 000	11 000
Vitamina D3 UI/kg	3 000	3 000	3 000	3 000	3 000	3 000	3 500
Vitamina E UI/kg	75	45	45	40	40	60	100
Vitamina K UI/kg	3	3	3	2	2	5	5
Tiamina mg/kg	2.2	2.2	6.6	2	2	3	3
Riboflavina mg/kg	6.0	6.0	12.0	8	8	12	12
Niacina mg/kg	35.0	35.0	50.0	60	60	60	55
Pantotenato mg/kg	15.5	15.5	15.5	10	10	15	15
Piridoxina mg/kg	2.2	2.2	4.4	3.0	3.0	5	4
Biotina µg/t	220.0	200.0	220.0	150	150	200	250
Folacina mg/kg	1.20	1.0	2.0	1.0	1.0	2.0	2.0
Vitamina B12 µg/t	22.0	22.0	22.0	20.0	20.0	30	30
Colina mg/kg	1 440	1 325	775	750	750	750	1 000
Ácido linoleico %	1.00	1.00	1.00	1.50	1.50	1.50	0.80-1.20

Guías de manejo de las estirpes, 2008.

Requerimientos energéticos de las hembras reproductoras

Las necesidades totales de energía de la reproductora pesada dependen de varios factores, como el requerimiento de energía para el mantenimiento, crecimiento y producción del huevo.

Bajo condiciones de termoneutralidad, el requisito de energía de mantenimiento de la gallina es igual a 80 kcal/kg de peso corporal por día, ésta se incrementa durante condiciones de estrés calórico o estrés por frío. Tomando como base un programa de 16 horas de luz, cada hora que se reduzca o incremente modificará su requerimiento de energía ± 6.3 kcal/h. La energía requerida para producir un gramo de huevo es de 2.11 kcal; para el crecimiento se estima en 3.5 kcal/día, con lo cual se obtiene 1 g de ganancia de peso diario.

Ejemplo: Si tenemos una gallina de 27 semanas de edad con un peso de 3.18 kg, un programa de iluminación de 14 h/día, una ganancia diaria de 12.9 g, produciendo un huevo de 53.9 g y con 71.7% de producción, ¿cuál será la necesidad de energía total?

$$3.18 \text{ kg} \times 80 \text{ kcal/kg} = \underline{254.4 \text{ kcal}}$$

$$16 \text{ horas de luz} - 14 \text{ horas de luz} = 2 \text{ horas de luz menos}$$

$$2 \text{ h} \times 6.3 \text{ kcal/h} = \underline{12.6 \text{ kcal menos}}$$

$$3.5 \text{ kcal/día} \times 12.9 \text{ g de ganancia diaria} = \underline{45.2 \text{ kcal}}$$

$$53.9 \text{ g de peso del huevo} \times 2.11 \text{ kcal} = \underline{113.7 \text{ kcal}}$$

VARIABLE	ENERGÍA REQUERIDA POR DÍA
Mantenimiento para una gallina de 3.18 kg	+254.4 kcal
14 horas de luz	-12.6 kcal
Ganancia de peso 12.9 g	+45.2 kcal
Producción de huevo de 53.9 g	+113.7 kcal
Total	400.7 kcal

De acuerdo con el ejemplo, las necesidades de una gallina en producción son de 400.7 kcal/día y las necesidades de una gallina que no está en producción son sólo de 287 kcal/día.

El consumo de energía para el lote con 71.7% de producción debería ser de 368.5 kcal/ gallina/día ($0.717 \times 400.7 + 0.283 \times 287$); sin embargo, si se proporciona sólo esta cantidad de nutrientes, las gallinas que están en producción, incluyendo las que están en mayor producción, no podrán producir adecuadamente, por lo que se da el consumo de alimento total a todas, corriendo el riesgo de que algunas gallinas que no produzcan tengan sobrepeso; de allí la importancia de la uniformidad en peso y madurez sexual al inicio y durante la vida productiva de las parvadas.

6.2 UNIFORMIDAD Y CONTROL DE PESO CORPORAL EN LAS AVES REPRODUCTORAS

La uniformidad en la parvada y el control de peso corporal son una preocupación constante del criador de reproductoras pesadas, porque de éstos dependen, en gran parte, los buenos resultados en la producción de huevo fértil. El control de peso pretende inducir el desarrollo fisiológico adecuado y, junto con una buena uniformidad, influir en forma positiva principalmente sobre dos factores: el número de huevos fértiles por ave encaseta y los costos de producción.

La buena calidad y, en particular, un adecuado peso inicial de los pollitos reproductores dependen de un buen manejo de las aves en la granja de progenitoras y del huevo y el pollito en la planta incubadora, y repercuten en el peso de las aves reproductoras al final de la crianza.

Para promover un buen desarrollo inicial de las aves se deben evitar variaciones o baja temperatura en la etapa de recepción y crianza, lo que se relaciona con la pertinencia de las instalaciones y el equipo, especialmente en la cantidad de éste y el funcionamiento óptimo de las criadoras o calentadores.

Es necesario cuidar la calidad nutricional, sanitaria y toxicológica del alimento, así como el tamaño de la partícula, para evitar disminución en el consumo o rechazo del alimento.

En los sistemas de alimentación hay que tener en cuenta la cantidad de alimento servido y la frecuencia, así como el tipo de equipo y suministro, que puede ser manual, automático, o manual con sistema de poleas

en el piso, entre otros. En el caso de alimentación con equipos manuales es muy importante revisar la carga de trabajo de los empleados, a modo de lograr la distribución homogénea en el menor tiempo posible.

Debe vigilarse que el equipo, adecuado a la edad, sexo y manejo, sea suficiente y funcional.

Los requerimientos de agua se ven afectados por la temperatura ambiente y la edad. En general, a partir de 21 °C, por cada grado centígrado que se eleve la temperatura ambiente, el requerimiento de agua será 6.5% mayor (CUADRO 6.9).

CUADRO 6.9

Espacio de comedero y bebederos recomendados para aves reproductoras Ross 308

EDAD (DÍAS)		COMEDEROS			BEBEDEROS	
		CHAROLA/ 100 AVES	CANAL (CM/AVE)	PLATOS/ AVES	TETINA/AVES	CAMPANA/ AVES
1-10	♀	1	5	1/20	1/10	1/80
	♂	1	7.	1/20	1/10	1/80
11-28	♀		5	1/20	1/10	1/80
	♂		7.5	1/20	1/10	1/80
29 -	♀		15	1/10	1/8	1/80
	♂		20	1/8	1/6	1/80

Manual de manejo Ross 308, 2008.

El espacio suministrado por ave debe promover un buen estado de salud en las aves y la buena uniformidad de la parvada; incluirá un área para el equipo de alimentación, y se tendrá en cuenta la edad y el sexo del ave, el tamaño de la estirpe y el tipo de piso (cama sola, o con rejillas o *slats*). Algunas casetas de producción pueden tener piso sólo de cama, pero normalmente se complementa con *slats* en el sitio destinado a los bebederos y nidos, con la finalidad de reducir la humedad en la cama y favorecer la sanidad del nido, además de aumentar la densidad de población (CUADRO 10). En general, para la etapa de producción se recomienda una densidad de población de 5 aves/m² en piso, hasta con 20% de rejillas y de 5.5 aves/m², con dos terceras partes de *slats* y un pasillo.

CUADRO 6.10*Requerimientos de espacio (m²) por ave reproductora en producción*

	10% SLATS Y 90% CAMA	2/3 SLATS Y 1/3 CAMA
Ligera	0.19	0.12
Semipesada	0.21	0.14
Pesada	0.28	0.19

Meijerhof, 2002.

Para mantener la uniformidad de la parvada resulta indispensable manejar un programa de bioseguridad efectivo y un calendario de vacunación estricto, con lo cual se evitará la presentación de enfermedades que afecten el consumo de alimento. Hay que evaluar el peso corporal de las aves en forma precisa para detectar problemas de uniformidad a edades tempranas y poder corregirlo mediante la clasificación de las aves en lotes, de acuerdo con el peso.

El proceso de lotificación y selección constante es una herramienta excelente para mejorar la uniformidad. Durante cualquier manejo debe evitarse una tensión excesiva o el maltrato de las aves.

El despique es una práctica que se lleva a cabo en reproductoras para prevenir el picaje (picoteo y canibalismo) entre las aves. En los machos, además de reducir las lesiones causadas por peleas, también disminuye el riesgo de que éstos lastimen a las hembras durante la monta. Es importante que el operador esté bien capacitado y realice esta tarea con comodidad, sin presión de tiempo, con el equipo correcto y bajo supervisión. Con lo anterior se evitará que un despicado inadecuado que afecte el consumo de alimento y, en consecuencia, la uniformidad de la parvada. La edad de despique puede variar, pero en general se realiza entre los 7 y 10 días de edad en ambos sexos. Consiste en retirar la parte distal y aguda de ambas valvas del pico (aproximadamente una tercera parte), verificando que queden con el mismo largo. Alrededor de las 18 semanas de edad se revisará si los picos han crecido nuevamente en forma aguda o deforme; si es así, es necesario hacer un despunte. En los machos sólo se retira la punta queratinizada del pico y se despunta, si es necesario, a las 18 semanas de edad.

6.3 PROGRAMAS DE RESTRICCIÓN DE ALIMENTO

El objetivo nutricional en hembras reproductoras pesadas durante el periodo de crecimiento consiste en restringir la ingestión calórica para producir pollas de peso más liviano, con cuerpos magros (FIGURA 6.1), y, en consecuencia, que alcancen una mejor postura por mayor tiempo. El proceso de control de peso comprende sólo el periodo de crecimiento.

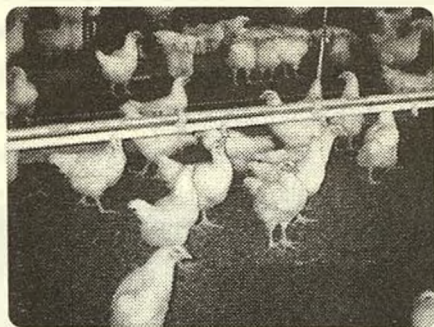


FIGURA 6.1. Polla reproductora pesada en crianza.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Los principales efectos de la restricción alimenticia son los siguientes:

1. Retraso del inicio de la madurez sexual, desde pocos días, hasta 3 o 4 semanas, de acuerdo con la severidad de la restricción.
2. Reducción del peso corporal del ave a la madurez sexual, generalmente por disminución de la grasa corporal.
3. En general, esta práctica disminuye el costo de crianza de las pollas. Sin embargo, en caso de requerir mayor tiempo para alcanzar la madurez sexual, puede repercutir en el empleo de más cantidad de alimento.
4. Se mejora el porcentaje de viabilidad durante el periodo de postura.
5. Después de emplear este programa, la producción de huevo se beneficia.

Existe una gran variedad de programas de alimentación para restricción en reproductoras, en general se clasifican en dos tipos: 1) Restricciones por la calidad nutricional del alimento y 2) Restricción por la cantidad de alimento.

Restricciones por la calidad del alimento

Se puede controlar el crecimiento de las reproductoras al reducir la cantidad de algunos de los nutrientes que componen su dieta, como energía, proteína y sal; también es posible incrementar la cantidad de fibra en la dieta. Sin embargo, este programa puede causar gran desuniformidad en la parvada, por lo que en la práctica lo que mejor ha resultado son las dietas con menor contenido de energía metabolizable.

Las dietas bajas en energía y altas en fibra son viables; sin embargo, tienen el riesgo de que las reproductoras incrementen su consumo de alimento en un intento de regularizar su consumo de energía. Como regla general, por cada 10% de disminución de la energía en la dieta, el tiempo en que se consume el alimento se debe incrementar 30% en las pollitas de 12 a 15 semanas de edad. Las dietas bajas en energía y altas en fibra tienen la desventaja de ser muy caras, por el transporte y almacenaje debido a su baja densidad.

El programa de restricción por la cantidad de alimento de acuerdo con la frecuencia en que el alimento se proporciona a las aves se divide en:

- Programa de alimentación diaria
- Programa de alimentación un día sí, un día no (*skip a day*)
- Programa de alimentación cinco días sí, dos días no (5-2)

Programa de alimentación diaria

El alimento iniciador de aves reproductoras se debe suministrar en las primeras cuatro semanas: las dos primeras semanas con libre acceso y se restringe la cantidad por ave durante la tercera y cuarta semana, pero se proporciona todos los días. Al cumplir 14 días de edad cada ave debe comer, en promedio, 31.8 g de alimento. Durante la tercera semana se pesa una muestra de pollas para determinar tanto el peso, como la cantidad diaria de alimento. Si el peso de las pollas está de acuerdo con lo que indica el manual de la estirpe, se continúa con la cantidad diaria de alimento recomendada. Cuando el promedio de peso corporal semanal está por debajo del peso deseado, se aumenta la cantidad diaria de alimento, pero si este peso se encuentra por arriba del recomendado para la estirpe, se mantiene la porción diaria de alimento hasta que el ave alcance mayor peso y entonces le corresponda

mayor cantidad; en este último caso la cantidad de alimento nunca se reduce. Tanto el sobrealimentar como el subalimentar tiene efectos negativos sobre la producción. Los pesajes son semanales desde la primera semana y su objetivo es vigilar y modular el crecimiento de la parvada para obtener un desarrollo adecuado de la estructura ósea, de las masas musculares, del aparato reproductor y en general de todo el organismo.

Programa de alimentación un día sí, un día no (*skip a day*)

Si la parvada presenta buena salud y está en el peso correcto de acuerdo al manual de la estirpe, a partir de la tercera o cuarta semana, y hasta que las aves cumplan 20 semanas de edad, se suministra el alimento equivalente a dos días, en un día, y se priva de alimento el siguiente día, y así sucesivamente, es decir, de manera alternada.

Ejemplo: Si consideramos un consumo de alimento de 55 g por ave por día (para la línea de hembras Ross 308 con una edad de 7-8 semanas) el programa quedaría de la siguiente manera:

DÍA DE LA SEMANA	ALIMENTO SERVIDO POR AVE
Lunes	110 g/ave
Martes	Sin alimento
Miércoles	110 g/ave
Jueves	Sin alimento
Viernes	110 g/ave
Sábado	Sin alimento
Domingo	110 g/ave
Lunes	Sin alimento

Es importante que las pollas en crecimiento ganen en promedio 91 g por semana, de la semana 3 a la 11; después, 120 g por semana, hasta la semana 24; sin embargo, la cantidad diaria de alimento sugerida será ligeramente mayor para las parvadas incubadas entre abril y septiembre, y menores para aquellas incubadas de octubre a marzo.

Muchos aspectos afectan la cantidad requerida de alimento por ave: la temporada del año, contenido calórico y proteínico del alimento, línea genética, temperatura ambiente, horas de luz al día, condición física de la parvada y edad de las pollas.

Es necesario pesar muestras representativas de animales cada semana; normalmente se pesa en la mañana el día de ayuno y se lleva un control de la uniformidad basado en el coeficiente de variación. De acuerdo con los resultados, por cada 1% debajo del promedio de peso de la parvada, se aumenta 1% la cantidad diaria de alimento. Si al contrario, el promedio de peso de la parvada está 1% por arriba del estándar (en cualquier semana), se requiere administrar la misma cantidad de alimento proporcionado el día en que se pesaron las aves, hasta que alcancen el peso corporal adecuado a su edad. Nunca se debe reducir la cantidad de alimento de una parvada, ya que puede afectarse la capacidad productiva de la polla. En un programa de alimentación cada tercer día, se incluyen medidas importantes sobre el consumo diario de proteína en gramos y de energía metabolizable por ave.

Programa de alimentación cinco días sí, dos días no (5-2)

Este programa no es tan agresivo como el de un día sí, un día no; además de que las aves son alimentadas los mismos días cada semana durante el periodo de crecimiento, también se reducen las cantidades de alimento suministradas a las aves en un solo día, en comparación con las de un día sí, un día no. Este programa se utiliza durante la última parte del periodo de crecimiento.

Ejemplo: Si consideramos un consumo de alimento de 55 g por ave por día (para la línea de hembras Ross 308 con una edad de 7-8 semanas), el programa quedaría de la siguiente manera:

Total de alimento semanal para las hembras =

$$55 \text{ g} \times 7 \text{ días} = 385 \text{ g/semana}$$

$$385 \text{ g/semana} \div 5 \text{ días de alimentación} = 77 \text{ g/ave}$$

DÍA DE LA SEMANA	ALIMENTO SERVIDO POR AVE
Lunes	77 g/ave
Martes	77 g/ave
Miércoles	77 g/ave
Jueves	Sin alimento
Viernes	77 g/ave
Sábado	77 g/ave
Domingo	Sin alimento
Lunes	77 g/ave

Programa de restricción de agua

Como parte del programa de restricción alimenticia en las reproductoras, es común implementar un programa de restricción de agua. Los días que las aves no consumen alimento, se incrementa la ingesta de agua con la finalidad de lograr cierto grado de saciedad, y en consecuencia se producen heces acuosas que humedecen la cama, lo cual llega a ocasionar problemas en las patas, tanto en hembras como en machos. La solución es restringir el acceso al agua especialmente en los días sin consumo de la ración. De acuerdo con el programa de restricción alimenticia, el clima y la edad de las aves, se puede requerir restringir el acceso al agua hasta dos horas al día (CUADRO 6.11). Existen muchos programas de restricción de agua, pero ninguno de ellos puede ser tomado como guía universal, ya que durante periodos de estrés, enfermedad, calor o algún manejo, es necesario incrementar el tiempo de acceso al agua.

CUADRO 6.11

Ejemplo de un programa de restricción de agua para reproductoras en crecimiento

Programa de alimentación	DÍA CON ALIMENTO		DÍA SIN ALIMENTO	
	Mañana	Tarde	Mañana	Tarde
Skip a day	1 hora antes de dar el alimento y 2-3 horas durante la alimentación.	1 hora	1 hora	1 hora
Alimentación diaria	1 hora antes de dar el alimento y 2 horas durante la alimentación.	1 hora		

Para poder establecer un programa adecuado para los machos, se requiere comprender su crecimiento fisiológico y sexual. Con un programa de alimentación se logrará el desarrollo del peso corporal deseado; el correcto manejo de un programa de luz ayudará a obtener alta fertilidad.

El desarrollo sexual del macho ocurre básicamente en tres etapas: prepubertad, pubertad y madurez sexual o fase adulta.

Prepubertad. De un día hasta 13-14 semanas

■ Primera etapa. De 1 a 12 semanas. El objetivo es mantener el peso dentro del patrón establecido para cada línea y con la mayor uniformidad posible. Esto proporciona al macho, el desarrollo adecuado del esqueleto, se calcula un peso 25% superior al de las hembras, en el mismo periodo.

El mejoramiento intensivo del nivel de crecimiento, conformación corporal y rendimiento en canal de los pollos comerciales ha reducido drásticamente el tiempo del ciclo productivo de estas aves (del nacimiento al procesamiento); de manera simultánea, se han implementado programas de restricción alimenticia para los reproductores. En la medida en que la conformación del pollo de engorda sea mayor, la capacidad reproductiva de las estirpes pesadas será menor. En teoría, el número de espermatozoides está determinado por el número de células de Sertoli, las cuales proliferan sólo durante un periodo limitado entre las 2 y 12 semanas de edad. Cuando los gallos reproductores son criados bajo condiciones de fotoperiodos cortos o descendentes de luz natural y con una alimentación restringida de tipo moderado, la fase exponencial de crecimiento testicular ocurre dentro de las dos o tres semanas de fotoestimulación. Después de que el pico de producción de semen es alcanzado, el peso testicular y la producción de semen declinan gradualmente conforme la edad de los machos aumenta.

El propósito es alcanzar el peso que en la mayoría de las líneas oscila entre 650 y 800 g a las cuatro semanas, y entre 900 a 1 000 g a las seis semanas. Para lograr lo anterior, se requiere proporcionar alimento iniciador *ad libitum* desde el primer día hasta la cuarta semana de edad. Si el macho pesa un kilo a las seis semanas, una hembra pesa a la misma edad aproximadamente 750 gramos (según la estirpe).

Es importante hacer una selección, de preferencia de los 35 a los 42 días de edad, con los siguientes criterios: peso, tamaño, conformación de la pechuga, condición de las piernas y de los dedos, aspecto físico (cabeza, crestas, barbillas), conformación externa y defectos en la columna vertebral.

- Segunda etapa. De la semana 7 a la 12. Se caracteriza por la reducción del desarrollo del esqueleto (85% se logra entre la octava y la novena semana), y el incremento en los músculos, tendones y ligamentos. En este periodo, el desarrollo testicular es casi imperceptible; de esta manera, la restricción alimentaria ayuda a controlar el peso de los machos, sin comprometer la futura fertilidad. Se busca el aumento gradual y sostenido del peso, con incrementos semanales que pueden oscilar entre 110 y 130 g, y al final de esta etapa se obtendrá el peso estándar o 10% superior a éste. En el caso de que los machos obtengan mayor peso, se requerirá trazar un gráfico paralelo y mantener este nuevo perfil.
- Tercera etapa. De la semana 13 hasta la postura del primer huevo. El 95% de la estructura ósea del macho se obtiene a las 13 o 14 semanas. A partir de este periodo, la actividad de las hormonas sexuales se incrementa rápidamente. Se manifiestan los caracteres sexuales secundarios (crestas y barbillas), y empieza el crecimiento acelerado de los testículos, por lo que es importante aumentar semanalmente la ración alimenticia. La carencia de alimento en esta etapa perjudica tanto el crecimiento, como la futura fertilidad. Se deben obtener incrementos de peso semanales de 130 a 160 g. Es necesario evitar un aumento excesivo de peso o inferior a los anteriormente mencionados, para no causar problemas de peso o atrofia testicular irreversible. Los machos de 16 a 23 semanas que registren un peso entre 15 y 20% inferior al estándar, por lo general sufren de estas anomalías.

El sistema de alimentación separada por sexos en la etapa de producción ha tenido un impacto significativo en el manejo de reproductores pesados, ya que permite suministrar cantidades específicas de alimento, y una dieta particular para cada sexo, con el propósito de controlar el peso corporal de las aves y mantener su buen desempeño reproductivo. El empleo de este sistema ha dado lugar a un incremento de hasta seis pollos por gallina encasetada. Para tener éxito, un sistema de este tipo debe reunir ciertos requisitos:

1. Los comederos de las hembras deben ser inaccesibles para los machos. Este es uno de los factores más importantes para asegurarnos de que los machos no engordarán en exceso y por lo tanto se mantendrán con buenos niveles de fertilidad por más tiempo. Las dimensiones del enrejado de exclusión, de 60 a 65 mm de altura y de 43 a 45 mm de ancho, evita que los machos maduros consuman alimento de los comederos destinados a las hembras (FIGURAS 6.2 y 6.3). El manejo de la rejilla de exclusión es esencial, por lo que se recomienda no descrestar a los machos; sin embargo, la exclusión total no empieza sino hasta cuando la cresta de éstos está totalmente desarrollada (de 26 a 27 semanas de edad).



FIGURA 6.2. Al fondo, comederos para hembras reproductoras en producción, con rejilla de exclusión para machos. Adelante a la izquierda, un comedero para machos colocado a mayor altura.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

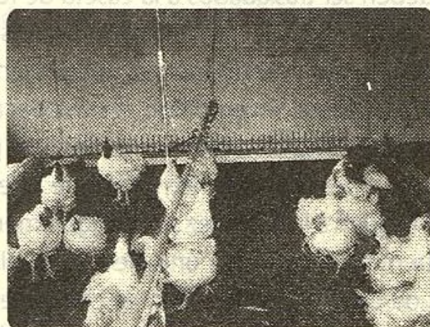


FIGURA 6.3. Comedero de canal para hembras reproductoras con rejillas de exclusión para machos.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

2. Comederos de machos, inaccesibles a las hembras (FIGURA 6.2). Esto se logra al aumentar la altura de los comederos; deben ser ajustados de tal manera que sean accesibles solamente a los machos (la altura de los comederos sobre la cama depende de la altura de los machos y en general es entre 46 y 52 cm).
3. Adecuado espacio lineal de comedero, de tal forma que todos los machos puedan comer al mismo tiempo (de 8 a 9 machos por comedero de tolva, o 20 cm por macho con comedero de canal).
4. El alimento debe suministrarse al mismo tiempo en todos los comederos para evitar el estrés y movimiento de las aves de una parte de la caseta a otra (las aves deben terminar su alimento en un lapso de entre 30 y 60 minutos, dependiendo de la cantidad y también de la presentación física del mismo).
5. Calcular la cantidad de alimento en el comedero, estimando la que los machos pueden robar a las hembras en el periodo de apareamiento hasta las 28 a 32 semanas de edad. Después de 40 a 45 semanas, los machos en *slats* necesitan más alimento para mantener un crecimiento lento en comparación con los lotes en piso (desperdicio de alimento de las hembras en la cama, que los machos pueden comer).
6. Precisión en el pesaje del alimento.
7. Realizar ajustes diarios de suministro de alimento en relación con la mortalidad de los machos.

Los machos deben ser trasladados a la caseta de reproducción una semana antes que las hembras (19 semanas de edad). Esto no siempre es conveniente, especialmente cuando los machos y las hembras se crían separados en la misma caseta. Sin embargo, el trasladar a los machos antes, permite que se acostumbren a la alimentación y al programa de luz aplicado una semana antes que a las hembras, que se establezcan, sean más dominantes y lleguen a la madurez sexual ligeramente antes que las hembras, y de esta manera alcancen una elevada fertilidad durante las etapas tempranas de producción. También es conveniente para que los machos establezcan su territorio y al trasladar a las hembras haya menos peleas y se dediquen a reproducirse.

El máximo beneficio del sistema de alimentación separada por sexos en producción, se alcanza con una ración formulada especialmente para los machos, que contiene de 11 a 12% de proteína cruda y 2 800 kcal/kg. Los niveles altos de consumo de proteína en la dieta de los machos (16%) están muy relacionados con una baja fertilidad en parvadas con 64 semanas de edad, a diferencia de lo que ocurre en las parvadas cuya dieta contiene 10% de proteína cruda.

El consumo de energía es el nutriente más crítico en los machos, un consumo menor de 350 kcal de EM/día, en climas templados, puede reducir la producción de semen en machos de más de 40 semanas de edad, en comparación con los machos que consumen de 380 kcal de EM/día.

Una de las decisiones más difíciles de tomar es la cantidad de alimento que se necesita suministrar a los machos de las 28 a las 30 semanas de vida, período en el que pueden aumentar hasta 1 kg. La mayoría de las rejillas de los comederos tienen un claro de 43 mm de ancho, y están diseñadas para excluir a los machos de cabeza más grande. Sin embargo, el ancho de la cabeza de gran número de machos reproductores jóvenes mide entre 39 y 40 mm al momento de la transferencia, lo cual les permite tener acceso a los comederos de las hembras. Por esta razón, los gallos reciben menos alimento. Al paso del tiempo, los machos crecen al igual que sus cabezas, y a las 30 semanas de edad, suelen quedar excluidos de los comederos de las hembras gracias a las rejillas; sin embargo, el especular que los machos roban alimento a las hembras, propicia situaciones de subalimentación, más que de sobrealimentación.



Autoevaluación

1. ¿Cuáles son las necesidades de energía para el mantenimiento de la gallina reproductora en la etapa de producción, en condiciones de termoneutralidad?
2. ¿Cuántas kcal se requieren para producir un gramo de huevo?
3. Menciona cuál es el objetivo de la restricción de alimento en la hembra reproductora pesada durante el periodo de crecimiento.
4. Menciona los efectos de la restricción alimentaria.
5. Menciona al menos dos ejemplos de programas de restricción.
6. Menciona el objetivo de un programa de restricción de agua.
7. Menciona el objetivo de la crianza por sexos separados.
8. Menciona qué cantidad de proteína se requiere para una dieta de machos reproductores en producción.



Respuestas

1. 80 kcal/kg de peso corporal por día.
2. Se requieren 2.11 kcal.
3. Consiste en restringir la ingestión calórica para producir pollas más livianas con menor grasa corporal, y en consecuencia, una mejor producción por tiempo más prolongado.
4. Retraso del inicio de la madurez sexual, reducción del peso corporal del ave a la madurez sexual. Se restringen los nutrientes por igual, se disminuye el costo de la crianza, se incrementa el índice de supervivencia durante el periodo de postura.
5. Alimentación diaria; un día sí, un día no (skip a day); y cinco días sí, dos días no (5-2) cada tercer día y alimentación todos los días con restricción de alimento.
6. Evitar que las aves consuman excesivas cantidades de agua por saciar su apetito, y que esto ocasione camas húmedas y problemas en patas, tanto en hembras, como en machos.
7. Permitir el suministro de cantidades específicas de alimento, así como proporcionar una dieta particular para cada sexo, con el propósito de controlar el peso corporal del ave y mantener el buen desempeño reproductivo.
8. De 11 a 12% de proteína cruda.



Literatura consultada

- Alvarado GJF. Problemas más frecuentes que afectan la fertilidad en el macho. Memorias del X Simposium Avícola; 2003 noviembre; Zacatecas (Zacatecas) México, México DF Sección Nacional de Progenitoras y Reproductoras de la UNA.
- Bakker W. Características del macho reproductor de alto rendimiento. Memorias del X simposium Avícola; 2003 noviembre; Zacatecas (Zacatecas) México, México DF Sección Nacional de Progenitoras y Reproductoras de la UNA.
- Bramwell RK, McDaniel CD, Burke WH, Wilson JL, Howarth B. Influence of male broiler breeder dietary energy intake on reproduction and progeny growth. *Poultry Sci* 1996: 767-775.
- Chet W. Recomendaciones actuales y datos para la nutrición de la gallina y el gallo Cobb. Memorias de la 2ª Mesa de Discusión sobre Nutrición Avícola; 2008 agosto 21 y 22; Juriquilla (Querétaro). México (DF): Asociación Mexicana de Nutrición Animal.
- Cobb-Vantress, 2008. Breeder Management guide. Siloam Springs, Arkansas.
- Cobb-Vantress, 2008. Complemento para el manejo de reproductoras Cobb 500. Siloam Springs, Arkansas.
- Coon CN. Feeding broiler breeders. En: Bell DD, Weaver WD. *Commercial chicken meat and egg production*, 5ª ed. Norwell (MA): Kluwer Academic Publishers, 2002: 329-369.
- Fernando CL. Uniformidad y control de peso. Memorias del Primer Simposium de la Reproductora y su Progenie; 1990 octubre 25-26; DF (México). México (DF): Asociación Nacional de Especialistas en Ciencias Avícolas, 1990: 44-47.
- Gayner RM. Manejo de reproductoras pesadas de 20-65 semanas de edad. Memorias del Primer Simposium de la Reproductora y su Progenie; 1990 octubre 25-26; DF (México). México (DF): Asociación Nacional de Especialistas en Ciencias Avícolas, 1990: 9-11.

- Leeson S. Alimentación del macho reproductor. Memorias del VII Simposium Avícola; 2000 noviembre 9 y 10; Zacatecas (Zacatecas) México. México (DF): Sección Nacional de Progenitores de Aves de la Unión Nacional de Avicultores, 2000: 31-34.
- Lopez G, Leeson S. Response of broiler breeders to low-protein diets. 1. Adult breeder performance. Poultry Sci 1995: 685-695.
- Meijerhof R. Managing the breeding flock. En: Bell DD, Weaver WD. Commercial chicken meat and egg production. 5ª ed. Norwell (MA): Kluwer Academic Publishers, 2002: 623-650.
- North MO, Bell DD. Manual de producción avícola. 3ª ed. México (DF): El Manual Moderno, 1993.
- Ross Breeder management guide: for all Ross parent stock. Huntsville, Alabama: Ross Breeders, 2008.
- Vizcarra JA, Bacon WL, Kirby JD. Physiological factors affecting the reproductive performance of commercial broiler breeder males. Disponible en: www.poultryscience.org/pba/1952.../2000/2000%20Kirby.pdf



A P Í T U L O

VII

Manejo de las aves reproductoras en crianza

José Antonio Quintana López

7.1 SISTEMAS DE CRIANZA

La influencia de los gallos en el rendimiento de las reproductoras es definitiva. Se considera una proporción de diez gallinas por gallo, lo que hace suponer que la importancia de éste es diez veces mayor.

Es fundamental realizar la crianza de las reproductoras en óptimas condiciones para permitir que lleguen a la reproducción en edad adulta. La crianza de las reproductoras puede hacerse de dos formas:

1. Sexos juntos. Los machos se crían junto con las hembras.
2. Sexos separados. Los machos se crían separados de las hembras.

Sexos juntos

La crianza de las pollas con los futuros gallos de plumaje igual o de diferente color del de las hembras, favorece que éstas se familiaricen con los gallos y establezcan relativamente pronto el orden jerárquico o de dominancia. Los machos se pueden alojar juntos desde el primer día de edad, o criarse por separado y juntarlos en la octava semana de edad.

Este sistema es óptimo para estirpes ligeras (FIGURA 7.1) y semiligeras, no es recomendable para reproductores pesados con los que se requiere un programa de alimentación muy distinto en los machos.



FIGURA 7.1. Crianza de aves reproductoras ligeras con machos y hembras.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Sexos separados

La crianza separada de pollas y machos posibilita un mejor control cuando son necesarios una alimentación y un manejo diferentes. Generalmente, al día de edad los gallitos son un poco más pequeños que las hembras, por lo que a mayor edad se requiere restringir su alimentación, así como aplicar un programa de iluminación distinto en cada sexo.

El sistema de crianza por sexos separados facilita la selección por peso, uniformidad, eliminación de desechos y errores de sexado. Una regla práctica es considerar un gallo por cada 1.5 hembras, para efecto de densidad de población, consumo de alimento, y espacio para comederos y bebederos.

Restricción de alimento durante la crianza

En las reproductoras pesadas la competencia por el alimento es muy elevada, y puede originar aves de bajo peso, por escaso consumo.

Cuando las aves están sujetas a restricción de alimento, comúnmente beben agua por fastidio o por necesidad de satisfacer el hambre, este fenómeno provoca heces acuosas, camas húmedas y, en consecuencia, pododermatitis, coccidiosis y huevo sucio. Una recomendación es que el día que comen se les proporciona agua, media hora antes del alimento, una hora después de haber consumido la comida y una hora más por la tarde. En los días que no comen, se les administra agua durante una hora por la mañana y otra por la tarde.

Las reproductoras ligeras no están desarrolladas genéticamente para alcanzar gran peso o talla, por lo que pueden presentarse los siguientes problemas:

- Bajo peso corporal al inicio de la madurez sexual
- Mortandad por prolapso del oviducto
- Agotamiento de la gallina antes de finalizado el ciclo
- Menor producción de huevo, bajo PIC de producción
- Menor porcentaje de postura
- Menor tamaño del huevo

Restricción de alimento y control de peso corporal en los machos pesados

El sobrepeso en los machos ocasiona disminución de la fertilidad y de la libido. La selección de gallos reproductores tiene como finalidad quedar-se con los mejores ejemplares y en un número adecuado.

La primera selección se realiza a la semana 7, la segunda, a la 16, y la tercera, de la semana 20 a la 22, antes del apareamiento. Se eliminan los animales que fueron sexados en forma errónea y los que presentan defectos físicos (patas torcidas, dedos torcidos etc.) y pobre emplume.

Los gallos tienden a retraerse, por lo que se recomienda separar y sobrealimentar a los gallos débiles y de bajo peso, hasta que alcancen su desarrollo, y posteriormente integrarlos a la parvada. Después de la segunda selección es prudente quedarse con 12% de gallos (12 gallos por cada 100 hembras). En la tercera selección se dejan de 10 a 11% de gallos para apareamiento (de 1 a 2% del sobrante se retiene para una posible reposición).

Traslado a la caseta de producción

En ocasiones las aves se crían en casetas *ex profeso* y se trasladan a la caseta de producción alrededor de la semana 19 de edad; se sugiere alojar a los gallos una semana antes que a las gallinas, para que se habitúen a su entorno, y fijen su dominio y jerarquía sobre las hembras.

Algunas empresas de reproductores pesados sugieren el apareamiento a las 20 semanas, con la tercera parte de los gallos más pesados o precoces; a las 22 semanas suman otra tercera parte, y el resto de los gallos, a las 24 semanas; de esta manera se alcanza la relación de un macho por cada 10 a 12 hembras, o de 8 a 10% de gallos.

En las reproductoras ligeras y semiligeras se aparean la totalidad de los gallos y gallinas, en una proporción de un gallo por cada 12 gallinas u 8% de gallos.

El exceso de gallos puede provocar peleas entre ellos y maltrato a las gallinas. Al adquirir la parvada de pollitas reproductoras pesadas se recomienda solicitar de 13 a 15% de gallitos en relación con el tamaño de la parvada de hembras. La mortalidad en éstos siempre es más elevada, y alrededor de la semana 40, algunos gallos son menos activos sexualmente, por problemas de sobrepeso o pododermatitis, y disminuyen su fertilidad, por lo cual algunas empresas realizan el *spiking* o el *interspiking*.

7.2 SISTEMAS DE PRODUCCIÓN

El *spiking* se refiere al cambio de gallos viejos e improductivos por gallos jóvenes, lo que tiene un costo extra, pero en ocasiones se justifica, como cuando hay problemas de fertilidad en la parvada.

El *interspiking* se realiza mediante el intercambio de algunos gallos de la parvada entre diferentes secciones de la caseta.

Es indispensable que los gallos nuevos que se seleccionen tengan una edad adecuada, buen peso y estado de salud; de lo contrario, pueden ser intimidados por las gallinas. Se deben introducir durante la noche, en forma homogénea en toda la caseta.

Para seleccionar gallos activos, se observan las patas, las cuales deben estar hiperhémicas, y la cloaca, que debe estar húmeda. Asimismo, la zona alrededor de la cloaca tiene que estar desprovista de plumas (sólo quedan los cañones de éstas) y los folículos enrojecidos, característica que se manifiesta al mes de haber iniciado la cópula, debido a la fricción durante el apareo.

7.3 MANEJOS ESPECIALES EN AVES REPRODUCTORAS

Corte de pico

Las restricciones de alimento encaminadas a evitar sobrepeso, además de otros factores relacionados con la producción, pueden causar estados de tensión o estrés que provocan picaje y canibalismo; para evitarlo, es necesario el despicado o corte de pico.

El corte de pico debe realizarlo personal altamente calificado, ya que se requieren cortes perfectos. Se utiliza una máquina cortapicos que emplea una cuchilla por cada 2 000 aves, como máximo.

El despicado se lleva a cabo después de los cinco días de edad y antes de los diez; se utiliza una placa guía con orificios de diferentes diámetros, de acuerdo con la edad de las pollas. Los orificios de la placa guía para reproductoras pesadas son de 3.5 mm de diámetro para las aves de cinco días de edad; de 4 mm para las de siete días, y de 5 mm para las de diez. Para reproductoras ligeras y semiligeras las medidas son sensiblemente menores.

Se toma como parámetro la comisura distal de la fosa nasal y la punta del pico. Se debe cortar como máximo la mitad del pico superior y una menor proporción del pico inferior. En los machos, el corte se hace a la misma edad, pero sólo se realiza un pequeño despunte (no más de un cuarto del pico), lo suficiente para que no lastime la nuca de la gallina en el momento de la monta. Una forma de conseguir el corte adecuado en los machos, es con un orificio menor, y se realiza dos o tres días posteriores al de las hembras.

La cuchilla de corte se calienta al rojo vivo para que el corte sea seguido de cauterización, con lo cual se evitará una hemorragia y no volverá a crecer. El procedimiento supone un tiempo de tres a cuatro segundos por ave. Es común observar crecimiento de algunas partes del pico, por lo que entre las 14 y 17 semanas de edad, se revisan y se emparejan aquellos que presentan crecimiento (con la misma máquina cortapicos, pero sin la placa guía).

Es altamente aconsejable observar si no sangran cuando el ave aún está sujeta; de lo contrario, se cauteriza durante uno o dos segundos más. Al corte se le llama precoz o de precisión.

El despicado se practica durante el día; en días muy calurosos es preferible hacerlo durante las horas más frescas.

Algunas parvadas de reproductoras pesadas que se encuentran en ambiente controlado no se despican.

Recomendaciones para el despicado

- Personal altamente calificado.
- No pagar por destajo.
- Cinco días previos y dos o tres posteriores, administrar en el agua un multivitamínico adicionado con vitamina K.
- Aumentar la cantidad de alimento en el comedero para favorecer el consumo; debe tener como mínimo 2 cm de alimento, para evitar que el pico se lastime con las partes duras del comedero y provoque hemorragias.
- Suspender cualquier programa de restricción de alimento durante uno o dos días después del despicado.

Corte de dedo

El corte de la primera falange del dedo posterior de los machos, y en ocasiones del dedo interior, se realiza para evitar que durante la monta lastimen y desgaren el dorso de las gallinas. Cuando esto ocurre, las gallinas rehúyen la monta, lo que disminuye la fertilidad.

Este procedimiento por lo general está a cargo de la casa comercializadora de reproductoras, que lo lleva a cabo al primer día de edad, al nivel de la primera falange, con la máquina cortapicos que a su vez cauteriza (FIGURA 7.2 y 7.3).

Corte de espolones

Algunas empresas acostumbran conservar a los gallos para un segundo ciclo de producción, y cortan el espolón (a 1/2 o 1 cm) al final del primer ciclo.

Algunos avicultores sugieren quemar con un cautín la punta (botón) del espolón durante la crianza; de esta manera el espolón crecerá menos en la edad adulta.

Corte de cresta

Antiguamente se cortaban las crestas de los gallos en regiones frías en donde éstas se hubieran podido congelar, y además, con la finalidad de disminuir la agresividad por dominancia y las heridas producidas por pe-

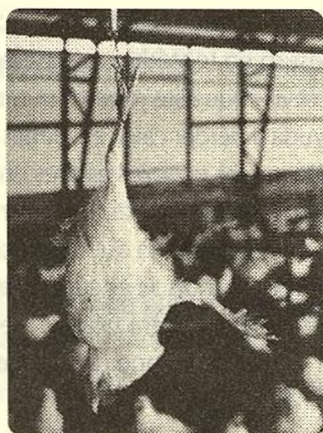


FIGURA 7.2. Macho reproductor ligero con corte de cresta y falange distal en los dedos posteriores.
Foto: Xóchitl Hernández Velasco



Cresta sin cortar



Cresta cortada



Cresta cortada
en su parte posterior



Dedos interior y posterior
cortada la ultima falange

FIGURA 7.3. Machos con corte total y parcial de la cresta y corte de dedos.



leas en la madurez sexual y la edad adulta (FIGURA 7.2 y 7.3). Actualmente esta práctica está en desuso en reproductores pesados, porque la cresta completa de un macho evita que éste robe alimento del comedero de la hembra, y además le ayuda a perder calor en climas cálidos.

Una manera de detectar los posibles errores en el sexado es cuando se observa un animal con cresta completa de mayor tamaño y coloración en la caseta de crianza de las pollitas, lo que significa que hay un macho, hermano de ellas; asimismo, cuando se encuentra entre los machos una polla de menor tamaño con la primera falange del dedo posterior y la cresta cortadas. Ambos errores de sexado deberán eliminarse.





Autoevaluación

1. ¿En qué estirpes se permite utilizar la cría conjunta de machos y hembras reproductoras, y que ventaja tiene este manejo?
2. ¿Por qué se restringe el agua en aves reproductoras?
3. Defina los términos *spiking* e *interspiking*.
4. ¿Por qué se lleva a cabo el despicado o corte de pico?
5. ¿Cuál es el objetivo del corte de dedo y cómo se realiza?



Respuestas

1. La crianza de ambos sexos es aceptable para estirpes ligeras y semi-ligeras, tiene la ventaja de permitir que se establezca relativamente pronto el orden jerárquico o de dominancia, y de disminuir el manejo en la alimentación.
2. Porque debido a la restricción de alimento, tienden a tomar gran cantidad de agua, lo que produce heces acuosas, camas húmedas y posteriores problemas de coccidiosis, pododermatitis y huevo sucio.
3. *Spiking* es la sustitución de gallos viejos por gallos jóvenes sexualmente maduros y de buen tamaño corporal; se utiliza para incrementar o mejorar la fertilidad de los gallos en la parvada. El *interspiking* es el intercambio de algunos gallos de la misma parvada entre secciones.
4. Debido al nerviosismo que provocan las restricciones de alimento y la densidad de población, lo cual puede provocar canibalismo, además de disminuir el desperdicio del alimento y las lesiones durante las peleas entre machos, que ocurren por competencia de apareo.
5. El corte de dedos se realiza el primer día de edad en los machos reproductores para evitar que durante la monta lastimen o desgarran el dorso de las gallinas y éstas se rehúsen a la monta, y por lo tanto, disminuya la fertilidad. Por lo general lo lleva a cabo la casa que vende los machos. El corte se hace al nivel de la primera falange, con la máquina cortapicos, que corta y cauteriza al mismo tiempo.



Literatura consultada

- Bell D, Weaver W. Commercial chicken meat and egg production. 5ª ed. EUA: Kluwer Academic Publishers, 2002.
- Buxadé C. El pollo de carne. España: Ediciones Mundi-Prensa, 1985.
- Etches RJ. Reproduction in poultry. R.U.: CAB International, 1996.
- Hill WG, Manson JM, Hewitt D. Poultry genetics and breeding. Proceeding of the 18th Poultry Science Symposium. British Poultry Science, 1985.
- Leeson S, Summers JD. Broiler breeder production. Canada: University Books, 2000.
- Quintana JA. Avitecnia. Manejo de la aves domésticas más comunes. 3ª ed. México: Trillas, 1999.
- Sauveur B, Reviers M. Reproducción de las aves. España: Ediciones Mundi-Prensa, 1992.
- Tullet SG. Avian incubation: Poultry Science Symposium number twenty-two. R.U.: Butterworth-Heinemann, 1991.



CAPÍTULO VIII

Incubación

Xóchitl Hernández Velasco
Víctor Manuel Petrone García

INTRODUCCIÓN

La incubación artificial es copia de un proceso natural que lleva a cabo la gallina y que tiene como objetivo proporcionar las condiciones ambientales necesarias para que a partir de un huevo fértil ocurra el desarrollo embrionario y se forme un pollito. Los egipcios fueron los primeros que practicaron la incubación artificial (400 a.C.), en una especie de hornos calentados por la combustión de paja, estiércol o carbón; posteriormente, la incubación artificial se difundió y se le dio mayor importancia a la funcionalidad y bioseguridad del diseño; se perfeccionó el método con mayor desarrollo tecnológico, como el uso de la incubadora eléctrica con termostato y ventilación de aire forzado; de igual forma, se implementaron otros manejos en el pollito, como el sexado por cloaca y las vacunaciones. Conforme se han obtenido avances en la automatización, control de temperatura, ventilación, humedad y volteo, ha aumentado el porcentaje de nacimientos, así como su calidad; sin embargo, las mejoras genéticas sobre las estirpes pesadas de alto rendimiento demandan frecuentes adaptaciones en los sistemas de incubación para tratar de mantener estos parámetros productivos.

8.1 TIPOS DE PLANTAS INCUBADORAS

La ubicación de la planta incubadora es un punto crucial para determinar la productividad, mientras más alejada se encuentre la incubadora de las

granjas de reproductoras y de aves comerciales, será mejor el aislamiento sanitario y mayores los costos de transporte. Asimismo, la altitud de la zona no debe ser mayor de 1 100 m sobre el nivel del mar, debido a que en las aves el intercambio gaseoso entre capilares aéreos y sanguíneos se lleva a cabo por diferencia de presiones, y en una altitud mayor disminuye la presión parcial de O_2 ; es decir, está menos concentrado en un volumen de aire; además, el aire es más seco y más frío; por lo tanto, una altitud elevada afectará negativamente el porcentaje de nacimientos y la calidad del pollito.

El diseño y tamaño de una planta incubadora, así como el equipo con que cuente, dependerán principalmente de los planes de crecimiento a futuro, la capacidad de inversión y el nivel de producción; un diseño adecuado facilitará el manejo de la planta y disminuirá la contaminación. Los dos diseños más comunes son los siguientes:

- **Rectangular.** Generalmente utilizado en plantas de menor capacidad, donde se optimiza el espacio; las áreas están distribuidas de acuerdo con el tipo de manejo y grado de contaminación ambiental. Es un diseño donde se dificulta efectuar ampliaciones y cuidar las reglas de bioseguridad.
- **En "T".** Es el diseño más empleado hoy en día; las salas de incubadoras y nacedoras están ubicadas en cada uno de los extremos, y las demás áreas, en la parte central del edificio. El flujo del huevo fértil y de las personas, así como las medidas de bioseguridad, se cumplen más fácilmente.

8.2 ÁREAS QUE CONFORMAN UNA PLANTA INCUBADORA

Dentro de la planta de incubación se designan algunos espacios como áreas limpias (sala de almacenamiento de huevo, sala de incubadora), y otros como áreas sucias (sala de nacedoras, cuarto de manejo de pollito, área de lavado). Para prevenir la contaminación se han implementado programas de limpieza y desinfección, un sistema de flujo del huevo fértil y del personal, así como el manejo de presiones de aire en las diferentes salas o áreas de la planta; éstos son un factor fundamental para evitar

la contaminación de una sala a otra dentro de la planta incubadora. Las áreas limpias requieren mayor sanidad, por lo que se maneja una presión positiva que expulsa aire hacia afuera de éstas, lo cual impide la entrada de aire contaminado de las salas sucias. Las áreas o salas donde hay mayor contaminación requieren presión negativa, para que se succione el aire de otras salas hacia ellas y no contamine a otras. El nivel de presión suele ser distinto en cada sala con presión positiva o negativa, dependiendo de la magnitud de aire que entra y sale de la habitación, y puede modificarse ligeramente de acuerdo con el diseño de cada planta.

Como parte de las instalaciones de toda planta incubadora debe haber una oficina para el personal encargado de la planta, donde se lleve a cabo la recopilación de datos y elaboración de registros, y se reciben visitas en general (proveedores y asesores, entre otros); la planta debe contar también con baños con regadera donde se realice el cambio de ropa y calzado para ingresar a la planta. Es forzoso contar con una planta electrogénica que garantice el funcionamiento de las máquinas cuando haya suspensión de energía eléctrica, un almacén para biológicos, una bodega de equipo limpio, así como un cuarto para refacciones y mantenimiento de las máquinas. Además de esto, se necesitan otras áreas directamente relacionadas con el flujo del huevo fértil y la producción.

Sala de recepción de huevo fértil

Esta área es destinada a la recepción de huevo fértil, y lo óptimo por medidas de bioseguridad es que la sala de recepción se comuniqué con el exterior sólo por una ventana o puerta por donde ingresarán únicamente las cajas o carros con huevo fértil. En algunas ocasiones, cuando el huevo es recolectado en conos para el transporte, en esta sala también se lleva a cabo el encharolado en las bandejas o *fillers* y carros especiales para incubación de huevo. En esta sala se debe revisar que el huevo esté bien identificado, y seleccionar aquellos que hayan sufrido algún daño durante el transporte. Se recomienda que esta área tenga una presión positiva, temperatura ambiente de 18 a 20 °C y humedad relativa (HR) de 75 a 80 por ciento.

Sala de almacenamiento

Es un área destinada a mantener el huevo fértil en condiciones de temperatura y humedad controlada, de modo que se detenga el desarrollo embrionario sin afectar la vida del embrión, con el objetivo de reunir la cantidad de huevo suficiente para que pueda introducirse como una carga a la máquina incubadora (FIGURA 8.1) y programar el nacimiento para el mismo día.

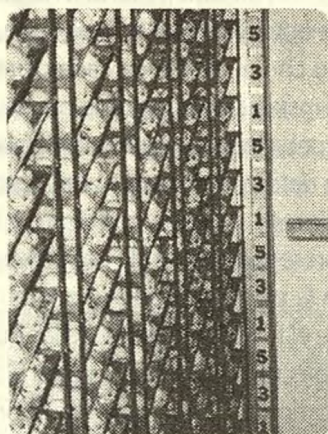


FIGURA 8.1. Interior de una máquina incubadora multitápica de estantería fija con huevo incubable en conos o fillers. La numeración alternada que se observa al fondo sirve para identificar y programar las cargas o transferencias.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

En general se maneja huevo de diferentes edades (número de días transcurridos desde que fueron puestos), diferente procedencia de los lotes y edades de las reproductoras. El huevo que proviene de reproductoras jóvenes (de 25 a 44 semanas de edad) es más pequeño, y el cascarón y la albúmina son de mejor calidad en comparación con el de reproductoras viejas, por lo que es necesario almacenarlo de cuatro a siete días. Durante el almacenamiento el huevo pierde CO_2 a través de los poros del cascarón y esto disminuye la viscosidad de la albúmina, mejora el transporte y la absorción de nutrientes y proporciona un pH más adecuado para el desarrollo embrionario durante la incubación. Mientras que el huevo fresco de reproductoras viejas (de 45 a 65 semanas de edad)

tiene una albúmina de menor calidad o más fluida, y por lo tanto requiere periodos cortos de almacenamiento; es un huevo más grande, su demanda de oxígeno es mayor; por su volumen, es más difícil que pierda la humedad requerida; el cascarón es más delgado y puede contaminarse o romperse con más facilidad.

Se recomienda almacenar el huevo fértil de cuatro a siete días; por cada día de almacenaje mayor de cinco días, se prolonga una hora el tiempo de incubación, por esto, es necesario que el huevo almacenado más tiempo se introduzca antes que el fresco en la máquina incubadora, para evitar parvadas con nacimientos prolongados (abiertos). Además, después de cinco días de almacenamiento, la incubabilidad disminuirá entre 0.5 y 1% por día adicional. Un almacenamiento prolongado puede causar bajo desarrollo del blastodermo y afectar el desarrollo embrionario temprano durante la incubación; esto repercutirá en mala calidad y menor peso del pollito. A mayor tiempo de almacenaje, se requiere menor temperatura y, para evitar que el huevo pierda peso excesivo, mayor humedad relativa.

En algunas plantas incubadoras se almacena huevo fértil por periodos mayores de 10 días y se cubre con plástico para disminuir su deshidratación, pero con esto no se evita que la calidad de la albúmina se afecte. El almacenamiento de huevo fértil en bolsas de plástico que se llenan con CO_2 , así como su colocación en conos con el polo ancho hacia abajo, disminuye la mortalidad temprana cuando el huevo se conserva por periodos prolongados.

Sala de precalentamiento

Es un área especial con temperatura intermedia entre la de almacenamiento y la de incubación. Se recomienda precalentar el huevo hasta alcanzar una temperatura de 26 a 28 °C, con el fin de evitar cambios bruscos de temperatura y condensación de humedad en el cascarón (sudado del huevo), que se presenta al sacar el huevo del cuarto de almacenamiento y pasarlo directamente al interior de la incubadora, además se evita forzar las máquinas incubadoras para que alcancen la temperatura

óptima después de introducir una carga con temperatura fría y el consecuente sobrecalentamiento de los embriones de mayor edad. Mientras más largo sea el periodo de almacenamiento, es más necesario precalentar el huevo; una forma alternativa para hacerlo, en caso de no contar con la sala específica para ello, es colocar los carros con huevo fértil en la sala de máquinas incubadoras y permitir que se precalienten ahí antes de cargarlos en las máquinas incubadoras. Antes de introducir los huevos en la máquina, se debe obtener el promedio de peso, a partir de una muestra representativa de la carga.

Sala de máquinas incubadoras

Esta es una sección donde se ubican las máquinas incubadoras; cuenta con pasillos de manejo y tránsito, la temperatura ambiente debe tener presión positiva y estar entre 26 y 28 °C con 50% de humedad relativa.

Sistemas de incubación

En general existen tres sistemas distintos en la incubación intensiva: sistema de carga múltiple con portabandejas fijas, sistema de carga múltiple con carros y sistema de carga única.

Los sistemas de carga múltiple están basados en patrones repetidos de incubación; cada tres o cuatro días (alternadamente) se introduce una carga, de modo que se colocan dos cargas por semana y, por lo tanto, dentro de una máquina de este tipo se encuentran huevos con embriones de seis edades distintas (días de incubación). Cuando una carga cumple 18.5 días de incubación, ésta es retirada de la máquina incubadora y es transferida a la máquina nacedora, dejando espacio disponible para una nueva carga. Se realizan dos transferencias por semana, por lo que se obtienen dos nacimientos a la semana.

Con este sistema se logra un ahorro en energía, pues el calor que producen los embriones de mayor edad es utilizado por los menos desarrollados, y el oxígeno que dejan disponible los embriones pequeños es utilizado por los grandes. Dentro de cada ciclo, la temperatura bajará cuando se saque y se introduzca una nueva carga. Existen dos tipos de incubadoras de carga múltiple, que a continuación se describen.



FIGURA 8.2. Interior de una máquina incubadora multietápica de estantería fija. Se observa un carro de manejo y a una persona realizando una carga de huevo fértil.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

1. **Incubadoras de carga múltiple y estantería fija (repisas empotradas).** Son incubadoras que cuentan con un pasillo de manejo central, en cuya parte superior hay ventiladores dispuestos horizontalmente, de modo que la ventilación tiene flujo vertical; el aire es expulsado del techo, llega al suelo, donde choca y es movilizado hacia arriba a través de los embriones, y posteriormente es expulsado. A cada lado del pasillo central, se encuentran las estanterías fijas; las cargas de huevo fértil se introducen en filas horizontales alternadas a cada lado del pasillo, de modo que los embriones más jóvenes quedan junto a los de mayor edad (patrón de carga horizontal); es decir, en cada lado del pasillo hay tres edades distintas y todos los embriones en la línea con el mismo número tienen la misma edad de incubación. Son equipos de fácil manejo. Las desventajas de este sistema son mayor cantidad de mano de obra, necesaria para introducir y sacar las cargas; mayor riesgo de producir fracturas, y que la limpieza solamente puede realizarse de manera parcial, mientras no se vacíe completamente (FIGURA 8.2).
2. **Incubadoras de carga múltiple con carros.** Este sistema consta de tres pasillos, con puertas anteriores y posteriores; cada uno de los

pasillos laterales semeja un túnel formado por una especie de cortina, con capacidad para seis carros. Cada carro contiene embriones de la misma edad; los seis carros tienen edades distintas y sólo los carros paralelos en ambos túneles contienen embriones de la misma edad. Los carros en cada uno de los pasillos laterales se irán recorriendo a lo largo del túnel conforme se saque el último, para transferir la carga a las máquinas necedoras e introducir en el extremo contrario otro carro con una nueva carga. El pasillo central es estrecho, justo para el acceso de una persona para mantenimiento del sistema de ventiladores, vaporizador, calefacción, etc., y no tiene comunicación con el área de carros, lo que dificulta la inspección, ovoscopiado y remoción de huevos contaminados, entre otras maniobras. La ventilación es de flujo laminar con dirección horizontal; el aire ingresa por la parte anterior y superior de la máquina y viaja a lo largo y por arriba de la cortina de cada túnel, choca con la parte posterior de la máquina y pasa a través de los carros, primero por los embriones de mayor edad (que necesitan mayor cantidad de O_2 y aire de menor temperatura), y al final llega a los embriones de menor edad (embriones que necesitan menor cantidad de O_2 y mayor calor). El manejo es mínimo durante la carga o transferencia y requiere poco tiempo, en comparación con el sistema de repisas, porque se sacan los carros completos. Este sistema tiene la ventaja de que se puede limpiar la máquina sin necesidad de vaciarla totalmente, y en la granja de reproductoras se puede utilizar el mismo equipo de conos y carros que se introducen a la máquina incubadora; de este modo se disminuye la manipulación, y por lo tanto, la contaminación del huevo (FIGURA 8.3). Una variante de este sistema es la incubación de carros con tres diferentes edades alternadas en cada pasillo (carga vertical), y seis edades distintas en toda la máquina; el sistema de ventilación es vertical, semejante al que se emplea en el sistema de repisas fijas.

3. **Incubadoras de carga única con carros.** Las incubadoras de carga única son las primeras que se construyeron, y aunque en el pasado fueron reemplazadas por los sistemas de carga múltiple, debido a

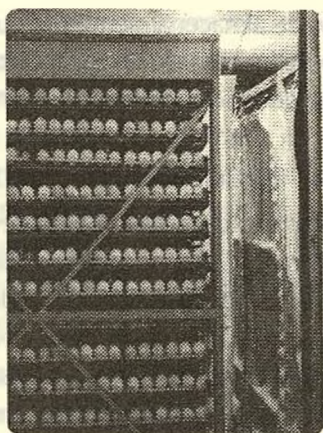


FIGURA 8.3. Interior de una máquina incubadora multietápica con carros, donde se observa la línea de carros del lado izquierdo, y a la derecha de la figura, el pasillo central y parte de la cortina que forma el túnel de la línea de carros del lado derecho.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

que no eran eficientes para incubar gran cantidad de huevo, actualmente se ha regresado a este sistema por presentar mayores ventajas sanitarias: el equipo se puede lavar y desinfectar completamente entre cargas; los requerimientos de ventilación, temperatura y humedad relativa son más precisos y homogéneos. Hoy en día existen máquinas muy eficientes, de gran capacidad, que pueden programarse para elaborar perfiles de incubación de acuerdo con las características específicas de un tipo de huevo en particular (tiempo de almacenamiento, tamaño del huevo), etapa de desarrollo del embrión y condiciones ambientales específicas (clima y época del año). Sin embargo, este sistema es más exigente en cuanto a las condiciones ambientales que requiere el embrión, que deben ser homogéneas, y por lo tanto, es más caro que el de carga múltiple. Estas incubadoras tienen un diseño modular de carros, donde cada sección posee controles independientes para temperatura, enfriamiento y ventilación. El flujo de aire en las máquinas de etapa única es horizontal, y los ventiladores están localizados en las partes laterales de la máquina.

Además del tiempo de almacenamiento del huevo, otro factor que influye sobre el tiempo de incubación es el promedio de peso de éste; por cada 2.5 g sobre 50 g de peso, se agregan 30 minutos de incubación.

8.3 FACTORES QUE AFECTAN LA INCUBACIÓN

- **Temperatura.** La temperatura ambiental determina la tasa metabólica del embrión, el grado y la velocidad de su desarrollo. En general, un huevo, durante la incubación en máquinas de carga múltiple, tiene que estar bajo una temperatura ambiental en bulbo húmedo de 37.5 a 37.7 °C (99.5 a 99.7 °F); esto debe regularse con base en la posición y el funcionamiento de los ventiladores, ventanillas de entrada y salida de aire (*dampers*), resistencias para calentar el aire, puertas, capacidad de la máquina, tipo de carga y transferencia.

Las estirpes actuales, llamadas de alto rendimiento, tienen un metabolismo más acelerado y producen mayor calor metabólico; esto acelera el proceso de incubación y por lo tanto la eclosión; sin embargo, el que un pollito eclosiona antes del tiempo adecuado se correlaciona con su mala calidad. Es necesario realizar ajustes en la temperatura (se disminuyen las temperaturas de control en 99 a 99.3 °F), para garantizar que el tiempo total de permanencia en las máquinas incubadoras y nacedoras sea de 510 h en promedio, bajo condiciones normales.

- **Humedad.** La conductancia del huevo es la habilidad que tiene el cascarón para permitir la difusión de gases (H_2O , O_2 y CO_2) a través de sus poros, por difusión pasiva; se cuantifica al medir la pérdida de humedad, de acuerdo con la disminución de peso del huevo durante su estancia en las máquinas incubadoras. La conductancia está determinada por el número, diámetro y longitud de los poros del cascarón, edad de las aves reproductoras, tamaño del huevo, gradiente entre la diferencia interna y externa de presión de vapor de H_2O y las condiciones de incubación.

La humedad induce la transferencia de calcio del cascarón al embrión, y afecta el intercambio gaseoso. Si la humedad relativa es baja, el embrión obtendrá más oxígeno, pero se deshidratará más

de lo debido y a la inversa. La humedad relativa ambiental en la incubadora debe ser de 60% en promedio, esto se logra con una temperatura en bulbo húmedo de 28.9 a 30.6 °C y se evalúa pesando el huevo, que debe perder en promedio 6 o 7% los primeros 10 días de incubación, y de 12 a 14%, al día 18.5 de incubación; sin embargo, algunos huevos pueden perder desde 8 hasta 19%. La pérdida de peso adecuada garantiza el crecimiento óptimo de la cámara de aire, para que el pollito pueda alcanzarla el día 21 de desarrollo, e iniciar su respiración pulmonar.

- **Ventilación.** La buena productividad y sanidad de la planta de incubación dependen en gran parte de una adecuada ventilación, donde se requiere la cantidad suficiente de aire oxigenado, con la humedad relativa y temperatura idóneas en cada una de las salas. Los objetivos de la ventilación son proveer oxígeno, remover el bióxido de carbono, adicionar o remover el vapor de agua y de aire caliente, y promover la sanidad de las salas.

Una gallina tiene la capacidad de ajustar el número de poros en el cascarón de acuerdo con la altitud y al porcentaje de humedad relativa ambiental del lugar en donde se encuentre. La ovoposición a mayor altura provoca que el cascarón tenga una conducción de vapor de agua menor que cuando sucede al nivel del mar, debido a que en el huevo hay menos poros; la causa de esta adaptación es que a mayor altitud el aire es más seco y frío, y evita que se pierda gran cantidad de vapor de agua a través de los poros. Por esta razón, no debe incubarse el huevo a mayor altura de donde fue producido. La presentación de síndrome ascítico puede ser más frecuente en aves nacidas en altitudes elevadas y con niveles bajos de oxígeno en máquinas incubadoras y nacedoras. Esto se incrementa a mayor altitud en estirpes de rápido crecimiento, y en huevo proveniente de reproductoras mayores de 45 semanas, por un requerimiento de oxígeno más elevado.

El caudal de aire fresco que ingresa en la máquina incubadora proporciona los niveles de oxígeno adecuados para la respiración e

impide la acumulación de CO_2 ; estos niveles no deben pasar de ciertos límites, de acuerdo con los días de desarrollo del embrión (CUADRO 8.1). Una alternativa es adicionar oxígeno a través de un regulador de presión y medidor de flujo, donde el O_2 se incrementa a 23 o 24%; esto equivale en disponibilidad de oxígeno al 20%, al nivel del mar. Esta práctica en general incrementa 10% el costo de incubación por pollito; es viable solamente si la ganancia en incubabilidad sobrepasa los costos al añadir oxígeno. Sin embargo, una solución frecuente es el incremento del flujo de aire por medio de un ligero aumento de la temperatura de incubación (0.25°C , en promedio), y de la humedad relativa (3%).

CUADRO 8.1
Intercambio gaseoso durante la incubación

DÍAS DE INCUBACIÓN	OXÍGENO		DÍOXIDO DE CARBONO	
	LITROS REQUERIDOS/H	AIRE FRESCO (CFM*) PARA MANTENER $>20\%$	LITROS/H	AIRE FRESCO (CFM) PARA MANTENER $<0.38\%$
1	0.012	0.0008	0.025	0.004
5	0.663	0.039	0.575	0.100
10	3.68	0.216	2.28	0.394
15	17.86	1.051	11.89	2.058
18	27.71	1.630	17.59	3.044
21	44.32	2.810	30.56	5.290

* pies cúbicos por minuto

Havran T, 1999.

Es necesario vigilar el buen funcionamiento de las unidades de inyección de aire. En las ventilas hay que colocar cintas de seguridad, para confirmar que los sistemas de inyección de aire trabajan; asegurarse del buen estado e inclinación de las aspas de los ventiladores, y de que las conexiones estén ajustadas para evitar pérdida de presión, exceso de dobleces o curvas en los ductos; revisar filtros; evitar introducir cargas de huevo frío; observar si existe obstrucción

del flujo de aire del equipo o un mal diseño del sistema de ductos para la ventilación; verificar que, de acuerdo con la orientación, el aire que se expulsa de las salas de la incubadora y la nacedora no retorne al interior de la planta.

- **Volteo.** Consiste en inclinar el eje longitudinal del huevo en un ángulo de 40 a 45 grados a la izquierda y a la derecha, en forma alternada; esto se realiza ocho veces al día. El propósito es evitar que el embrión se pegue a las membranas embrionarias, favorecer su oxigenación, promover un mejor desarrollo, dado que garantiza temperaturas más uniformes en el huevo, así como incrementar el aprovechamiento de la albúmina por parte del embrión. El volteo es vital durante los primeros siete días, y necesario hasta los 14 días de incubación; después el embrión es lo suficientemente grande para girar dentro del huevo. El volteo inadecuado o insuficiente provocará acumulación de fluidos, menor desarrollo de la membrana corioalantoidea, mínimo crecimiento del embrión, y se relaciona con un aumento repentino en la mortalidad embrionaria, así como con pollitos pequeños y débiles.

Transferencia

Los huevos son retirados de las máquinas incubadoras entre los 18.5 y 19 días de incubación, esto debe coincidir con que 1% de los pollitos hayan picado la cámara de aire. El objetivo de la transferencia es, por un lado, evitar que el pollito nazca en las máquinas incubadoras y contamine a los demás huevos, y por otro, proporcionar las condiciones ambientales ideales para el nacimiento y colocar el huevo en posición horizontal para darle a la cría mayor espacio y un piso firme después de su nacimiento. Después de que es sacado de la máquina incubadora, el huevo se lleva a la sala de la máquina nacedora para realizar el ovoscopiado (FIGURA 8.4); éste consiste en colocar una bandeja completa de huevo sobre una lámpara de mesa que la ilumine, de manera que pueda realizarse la identificación en una sola inspección; posteriormente, se marcan, se seleccionan y se identifican los huevos claros (huevos que dejan pasar la luz, al tener

mortalidad embrionaria temprana o ser infértiles), los colocados al revés, fisurados o contaminados.



FIGURA 8.4. Sala de máquina nacedora donde se observa la mesa para el ovoscopiado del huevo fértil. Foto: Xóchitl Hernández Velasco

La transferencia debe llevarse a cabo lo más rápido posible para que el huevo fértil no se enfríe ni se retrasen los nacimientos (FIGURA 8.5); no obstante, debe realizarse en forma cuidadosa y suave para evitar hemorragias en el embrión o fisuras en el cascarón, los cuales aumenten la contaminación o deshidratación del embrión. Una alternativa es utilizar un equipo de transferencia automática. Otro manejo que puede realizarse durante la transferencia es la vacunación *in ovo*.

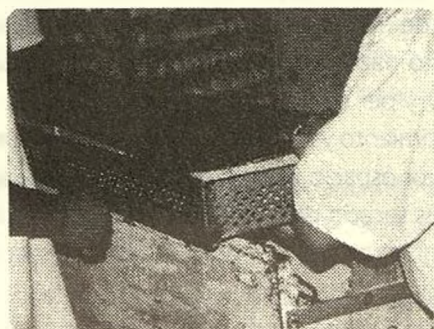


FIGURA 8.5. Transferencia manual de huevo fértil de los conos o *fillers* a las charolas de la máquina nacedora. Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Sala de nacedoras

En general se utiliza la sala de nacedoras como área para el ovoscopiado, selección, pesado y transferencia de huevo fértil a charolas de la máquina nacedora, y en algunas empresas después del nacimiento, para la selección de pollito.

Las máquinas nacedoras tienen dos o tres puertas delanteras para facilitar la carga de huevo fértil o el retiro de pollitos; la temperatura de la máquina nacedora es de 37 a 37.2 °C. Se prefiere utilizar bandejas de plástico, porque reducen el riesgo de lesiones en los pollitos y en el personal, permiten una mejor ventilación y se calientan menos que las metálicas, y de esta forma el pollo se deshidrata menos (FIGURA 8.6).

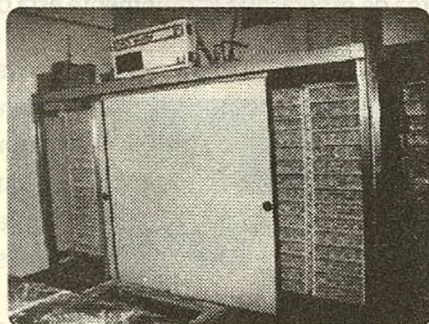


FIGURA 8.6. Máquina nacedora, se observan las charolas de material plástico con pollitos y restos de nacimientos en su interior.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Los pollitos deben ser retirados de la nacedora cuando se cumpla el tiempo de incubación en horas, cuando la mayoría haya nacido, y de 5 a 10% de ellos tenga todavía el cuello mojado. Es importante no mantener al pollito por más tiempo en la nacedora, o de lo contrario se deshidratará y perderá peso. Si se encuentran pollitos completamente secos y jadeando, cascarones de los restos del nacimiento que al romperlos están muy secos y polvosos, o meconio en las charolas, significa que el pollito ha permanecido demasiado tiempo en la nacedora. Es necesario llevar un registro del número de huevos de los cuales no nacieron pollitos, lote y edad de las reproductoras de las que proceden, y de su posición en la máquina nacedora; asimismo, recolectar los huevos para realizar un embriodiagnóstico a partir de una muestra de ellos.

Cuarto de manejo del pollito

El área de la planta destinada al manejo del pollito debe tener una temperatura ambiente promedio de 26 °C, con humedad relativa de 70 a 75%, de acuerdo con las dimensiones del lugar, cantidad de equipo, número de personas y de pollitos que se estén manejando; con el fin de evitar la deshidratación y pérdida de peso en los animales. Las actividades que comúnmente se realizan en esta área son: el sexado, que, dependiendo del tipo de estirpe, puede ser por las plumas del ala, por el color del plumón o por eversión de la cloaca; la vacunación contra enfermedades como Marek o coccidiosis; el conteo, empaque y estibe de pollitos en columnas de 10 cajas en el área de espera, que comúnmente está dentro del cuarto de manejo del pollito (FIGURAS 8.7 y 8.8).



FIGURA 8.7. Ala de un pollito macho de estirpe pesada. Observe que las plumas primarias tienen la misma longitud que las coberteras.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Debido al incremento en la producción y para agilizar el manejo del pollito, actualmente es común que se utilice equipo automático para clasificar y transferir huevo fértil, vacunar y contar pollitos, combinado con un sistema de cintas transportadoras y carruseles.

Área de embarque

Se recomienda que esta área se encuentre insertada en la planta, o bien, que el área de espera se continúe en la de carga; que los muelles de re-

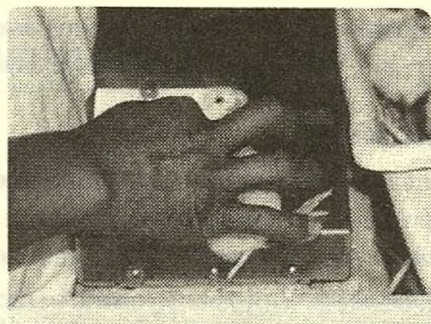


FIGURA 8.8. Vacunación semiautomática contra la enfermedad de Marek. La vacuna se aplica por vía subcutánea en el tercio medio posterior del cuello del pollito.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

cepción y despacho de pollito estén nivelados, de modo que el camión entre y quede en contacto con el área de embarque, y al final del área de recepción se tenga una cortina, para evitar que el pollito, al sacarlo del cuarto de espera, se exponga bruscamente a la temperatura ambiente durante la carga. Lo anterior disminuirá el tiempo de carga, así como el enfriamiento y el estrés en el pollo.

Transporte del pollito

Los pollitos se transportan en camiones especiales, que cuenten con un sistema auxiliar de ventilación y calefacción. La cabina del camión está equipada con una pantalla que registra y muestra al conductor la temperatura de la carga, y le permite ajustar las rejillas de ventilación. La temperatura ambiental de confort para el pollito es de 32 °C en promedio, pero debido a la alta densidad de población, y a que se encuentran en cajas apiladas en columnas dentro de un espacio cerrado, la temperatura debe ser más baja (20-28 °C), de acuerdo con el número de animales y del material de las cajas de transporte (plástico o cartón). Las cajas se colocan en columnas y se deja un pequeño espacio entre ellas para permitir la ventilación y evitar que se golpeen; además, se limita su movimiento con unas barras metálicas que se colocan paralelas a las cajas y ajustadas al piso y techo del camión. Los conductores deben ser personas capacitadas y res-

ponsables, que conozcan los caminos y no realicen paradas prolongadas durante el traslado

Lavado y desinfección

Se deben eliminar inmediatamente los restos de los nacimientos, como cascarones, plumón, huevos con embriones no nacidos o pollitos muertos, para evitar que se acumulen poblaciones bacterianas que puedan contaminar las instalaciones.

Algunas empresas cuentan con aspiradoras de residuos y tolvas para retirar los restos de los nacimientos, que posteriormente son llevados a una planta para su tratamiento térmico y deshidratación, o al depósito de desechos. Es recomendable que los ductos de extracción de aire cuenten con trampas para el plumón, y no se encuentren cerca o en dirección a las entradas de aire fresco a la planta. Se debe utilizar preferentemente un sistema de lavado a presión con agua caliente, para instalaciones, máquinas y equipo. En ocasiones, la planta cuenta con máquinas lavadoras automáticas de bandejas, carros o cajas de transporte, que reducen la mano de obra y el tiempo para el lavado del equipo. Los desinfectantes utilizados deben cambiarse por lo menos cada cuatro meses, para evitar el desarrollo de resistencia bacteriana.



Autoevaluación

1. En relación con su diseño general, ¿qué tipos de máquinas para incubación intensiva comercial existen?
2. Enliste los objetivos del volteo y mencione hasta qué día del desarrollo embrionario es necesario realizarlo.
3. Mencione cuál es el momento adecuado para retirar a los pollitos de la máquina nacedora.
4. Enliste las características por las que se puede saber que los pollitos permanecieron más tiempo del debido en las bandejas nacedoras.
5. ¿Por qué no se recomienda incubar huevo a elevadas altitudes?
6. ¿Cuáles son los tres principales factores que determinan el tiempo de incubación de un huevo fértil?
7. Mencione los manejos que se pueden realizar en el cuarto de manejo del pollito.



Respuestas

1. Monoetápicas y multietápicas en carros o con charolas fijas.
2. El volteo evita durante los primeros siete días que el embrión se pegue a las membranas embrionarias y favorece su oxigenación; promueve un mejor desarrollo de la membrana corioalantoidea y del embrión, e incrementa el aprovechamiento de la albúmina por parte de éste. El volteo es necesario hasta los 14 días de incubación, porque después de este periodo el embrión es lo suficientemente grande para girar dentro del huevo.
3. Cuando ha cumplido el tiempo de incubación de 510 h, ajustado al promedio de peso del huevo, el tiempo de almacenamiento, el clima, y a 10% de los pollitos con el cuello mojado.
4. Se observarán pollitos jadeando, con el plumón totalmente seco, y la presencia de meconio en las charolas de nacedoras.
5. Porque habrá bajo porcentaje de nacimientos debido a que la presión parcial de O_2 disminuye, y esto dificulta el intercambio gaseoso en el embrión y predispone a la presentación de síndrome ascítico; además, el aire es más seco y frío, lo que propicia una mayor deshidratación del huevo y un pollito más pequeño.
6. El tamaño o peso del huevo, el tiempo de almacenamiento y la temperatura de incubación.
7. Selección, sexado, vacunación, medicación, conteo, empaque y estibaje de las cajas.



Literatura consultada

- Ameri A. Balance hídrico intercambio gaseoso y respiración del pollo. Industria Avícola 1998; mayo: 38-40.
- Brake JT. Optimization of egg handling and storage. World Poultry 1996; 12(6): 6-9.
- Butcher GD, Nilipour AH, Chicken embryo malpositions and deformities. University of Florida. Disponible en: <http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/VM/VM09500>
- Butcher GD, Nilipour AH. Management of hatching eggs and broiler performance. University of Florida. Disponible en: <http://edis.ifas.ufl.edu/VM094>
- Cobb-Vantress. Guía de incubación. Siloam Springs (Arkansas): Cobb-Vantress, 1994.
- Salazar AI. Tres opciones de diseño y operación de máquinas incubadoras. Tecnología Avipecuaria en Latinoamérica 2001; 148: 39-42.
- Tazawa H, Whittow CG. Incubation physiology. En: Whittow CG, ed. Sturkie's avian physiology. 5ª ed. Honolulu, Hawai: Academic Press, 2006: 17-634.
- Taylor G. Incubación a niveles altos. Industria Avícola 1996; marzo: 16-20.
- Taylor G. Matching setting systems to hatchery needs. World Poultry Misset 1996; 12(11): 44-46.
- Wineland M. Moisture loss in hatching eggs. Poultry Digest 1999/2000; dic/ene: 22-29.
- Watts D. Management of egg size, egg handling and egg storage. Disponible en: <http://www.aviagen.com/output.aspx?sec=2040&con=989>



CAPÍTULO IX

Desarrollo embrionario y embriodiagnóstico

Rubén Merino Guzmán

9.1 ANATOMÍA Y FISIOLOGÍA DEL EMBRIÓN DE POLLO

La fertilización ocurre en el infundíbulo entre 15 y 20 minutos después de la ovulación, más o menos 24 horas antes de que el huevo sea puesto por la gallina. El espermatozoide penetra el blastodisco (FIGURA 9.1) de la yema y una nueva vida comienza. La primera división celular se realiza cuando el folículo entra al istmo, las divisiones celulares posteriores se llevan a cabo cada 20 minutos; cuando el huevo es puesto por la gallina, el blastodermo (FIGURA 9.2) contiene varios miles de células en dos capas, que se denominan gástrula. La capa superior de células recibe el nombre de ectodermo, el cual permite el desarrollo del sistema nervioso, ciertas partes de los ojos, las plumas, las uñas, el pico y la piel; la capa inferior de células se conoce como endodermo y dará origen al aparato respiratorio, digestivo y secretor. Entre ambas capas se desarrolla una tercera llamada mesodermo, que es responsable de la formación ósea, muscular y sanguínea, así como de los órganos reproductores y el sistema excretor. Cuando el huevo se enfría, el desarrollo embrionario se detiene y se reinicia cuando la temperatura se incrementa.

Antes de la incubación, todas las células embrionarias son semejantes y tienen la misma función. Esto cambia durante los primeros cuatro días de incubación. Conforme la división celular continúa, las células se diferencian para formar tejidos y órganos específicos (sistema circulatorio,

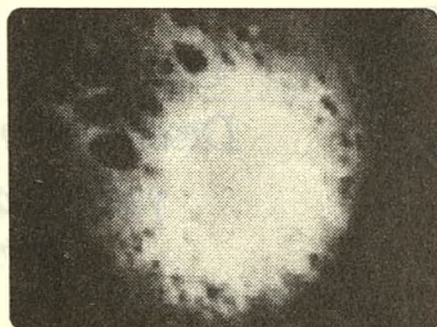


FIGURA 9.1. Blastodisco en un huevo infértil.
Ross Tech 98/35, Investigating Hatchery Practice

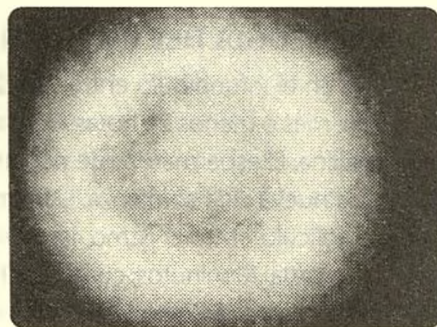


FIGURA 9.2. Blastodermo en un huevo fértil.
Ross Tech 98/35, Investigating Hatchery Practice

cerebro, músculos, etc.). Mientras el embrión se desarrolla, se integran estructuras extraembrionarias temporales para mantenerlo vivo. El amnios es visible en la primera fase de desarrollo; es un líquido en el que flota el embrión y sirve para protegerlo. El alantoides es una estructura que recolecta los desechos que el embrión produce antes de la eclosión, mientras que el saco vitelino sirve para que a través de los vasos sanguíneos obtenga los nutrientes de la yema. La última estructura es el corion, que se ubica entre el embrión y el cascarón; tiene como funciones la eliminación del bióxido de carbono producido por el embrión y la captación de oxígeno; también es importante para transportar los minerales del cascarón necesarios para la calcificación ósea del embrión.

9.2 FASES DEL DESARROLLO EMBRIONARIO

Poco tiempo después del inicio de la incubación, una capa de células se vuelve visible en el extremo caudal o cola del embrión. Esta área corresponde a la línea primitiva que es el eje longitudinal del embrión. Antes de finalizar el primer día de incubación se encuentran muchos órganos en formación, como la cabeza y el precursor del intestino; aparecen los islotes sanguíneos que originarán posteriormente el sistema vascular o sanguíneo; se genera la placa neural que constituirá el tubo neural, y también comienza la formación de los ojos.

En el segundo día de incubación, los islotes sanguíneos comienzan a unirse y crean un sistema vascular, también se inicia la formación del corazón. Para las 44 h de incubación, se unen los vasos sanguíneos y el corazón, y este último empieza a latir. Se establecen dos sistemas circulatorios, un sistema embrionario y uno vitelino que se extiende a las estructuras extraembrionarias; este último tendrá más tarde dos funciones: transportar los nutrientes de la yema al embrión en crecimiento y oxigenar la sangre antes del cuarto día; por otro lado, el sistema de vasos alantoideos participa en la respiración y el almacenamiento de productos de desecho en el alantoides. Cuando el pollito nace, ambos sistemas cesan su función. En este segundo día se forma el tubo neural y se desarrollan partes del cerebro; el crecimiento embrionario permite la flexión y arqueamiento, empiezan a desarrollarse los oídos y las estructuras del ojo.

Al final del tercer día de incubación, comienza el crecimiento del pico y las extremidades, y se han formado tres agallas viscerales en cada lado de la cabeza y el cuello. Estas formaciones son importantes para el desarrollo del sistema arterial, las trompas de Eustaquio (en el oído), la cara, la mandíbula y algunas glándulas. El líquido amniótico ha rodeado al embrión para protegerlo y ayudar a mantener el progreso apropiado. Aparece la cola y se ve el alantoides. La vesícula alantoidea es un órgano respiratorio y excretor. Los nutrientes de la albúmina y el calcio del cascarón son transportados al embrión a través del alantoides.

La torsión y flexión continúan el cuarto día. El cuerpo del embrión gira 90° y yace en la yema sobre su lado izquierdo. La cabeza y la cola se

acercan, y el embrión adquiere una forma de "C". La boca, lengua y orificios nasales se desarrollan como partes de los sistemas digestivo y respiratorio. El corazón continúa su crecimiento fuera del cuerpo, así como los otros órganos internos. Para el final del cuarto día de incubación, el embrión tiene todos los órganos vitales y la mayoría de las partes pueden identificarse.

Una forma de confirmar el desarrollo embrionario es el ovoscopiado (sistema utilizado para la observación interior del huevo mediante el uso de una fuente de luz, la cual se basa en la translucidez del cascarón y en las diferencias de transmisión lumínica que presentan las estructuras internas del huevo, modificadas según las etapas del desarrollo embrionario). Cuando se coloca el huevo contra una fuente de luz (ovoscopio) en un cuarto oscuro, se vuelven visibles algunas partes de su interior. Los vasos sanguíneos pueden verse al cuarto o quinto día de incubación. A partir del sexto o séptimo día ya se observan los movimientos voluntarios del embrión. El huevo donde no hay desarrollo embrionario aparece en el ovoscopio de color amarillo rosado claro.

El embrión crece y se desarrolla rápidamente. Para el séptimo día, aparecen los dedos de las patas y las alas, el corazón se encuentra en la cavidad torácica y el embrión tiene apariencia de ave. Después del décimo día de incubación, las plumas y las zonas de *pterilos* son visibles y el pico empieza a endurecerse. Para el decimocuarto día el embrión empieza a acomodarse para el nacimiento. El aporte de albúmina se acaba el día decimosexto, la yema es la única fuente de nutrientes. Después de 20 días, el embrión está en posición de nacimiento, el pico ha perforado la cámara de aire y se ha iniciado la respiración pulmonar. El saco vitelino está dentro de la cavidad abdominal.

La posición normal del pollito al nacimiento es con la cabeza hacia el extremo ancho del huevo, debajo del ala derecha. Después del día vigesimoprimeros de incubación, el pollito sale del cascarón; empieza por colocar el pico en la cámara de aire. El alantoides, que sirvió como pulmón, empieza a deshidratarse conforme el animal utiliza sus pulmones. El pollito sigue dirigiendo la cabeza hacia arriba. La sólida estructura aguda del pico superior (diente de cascarón) y los músculos posteriores del cuello ayudan a cortar el cascarón. El pollito descansa, cambia de posición,

sigue cortando hasta que su cabeza sale del cascarón y patea la porción inferior de éste para salir de él. El pollito, exhausto, descansa mientras se cierra y seca el ombligo; gradualmente se fortalece y empieza a caminar.

9.3 PROCESOS DEL DESARROLLO EMBRIONARIO

Antes de la postura del huevo

Fertilización, división y crecimiento celular, segregación de las células en grupos con funciones especiales (tejidos).

Entre la ovoposición y la incubación

No hay desarrollo, estado de latencia de la vida embrionaria.

Durante la incubación

Día 1: Desarrollo del área pelúcida y del área opaca del blastodermo. El desarrollo más importante es visible al microscopio.

16 horas: Primer signo de desarrollo embrionario.

18 horas: Aparece el tracto alimentario.

19 horas: Inicio de la cresta cerebral.

20 horas: Aparece la columna vertebral.

21 horas: Empieza la formación del cerebro y del sistema nervioso.

22 horas: Se inicia la formación de la cabeza.

23 horas: Aparecen los islotes sanguíneos.

24 horas: Comienza la formación de los ojos.

Día 2: El embrión se voltea sobre su lado izquierdo, los vasos sanguíneos aparecen en el saco vitelino. Principales desarrollos observados al microscopio.

25 horas: Inicia el crecimiento de las venas y el corazón.

30 horas: La segunda, tercera y cuarta vesícula del cerebro están claramente definidas, así como el corazón.

35 horas: Inicio del desarrollo del oído.

36 horas: Primer signo del amnios.

42 horas: El corazón comienza a latir.

46 horas: Formación de la garganta.

Día 3: Se inicia el desarrollo del alantoides, el amnios rodea completamente al embrión.

60 horas: Comienza el crecimiento de la nariz.

62 horas: Empieza la formación de las piernas.

64 horas: Inicio de las alas.

Día 4: Aparece la formación de la lengua, el embrión se separa completamente del saco vitelino y gira sobre el lado izquierdo. El alantoides se abre camino a través del amnios (FIGURA 9.3).

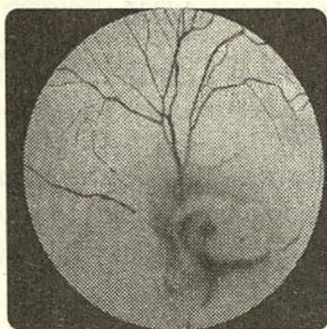


FIGURA 9.3. Embrión de pollo de cuatro días de desarrollo.

Foto: Rubén Merino Guzmán

Día 5: Comienza la formación del proventrículo y la molleja. Se integran los órganos reproductores y se lleva a cabo la diferenciación sexual.

Día 6: Se inicia la formación del pico y del *diente de cascarón*. División principal de las piernas y las alas. Se realizan movimientos voluntarios del embrión.

Día 7: Hay indicios de los dedos en las piernas y de las alas. El abdomen es más prominente debido al desarrollo de las vísceras (FIGURA 9.4).

Día 8: Empieza la formación de las plumas.

Día 9: El embrión empieza a tomar forma de ave. Aparece la abertura de la boca.



FIGURA 9.4. Embrión de pollo de 7 días de desarrollo.

Foto: Rubén Merino Guzmán



FIGURA 9.5. Embrión de pollo de 10 días de desarrollo.

Foto: Rubén Merino Guzmán



FIGURA 9.6. Embrión con escamas y uñas aparentes.

Foto: Rubén Merino Guzmán

- Día 10:** Comienza el endurecimiento del pico. Los poros de la piel se aprecian a simple vista (FIGURA 9.5), los dedos están completamente separados (FIGURA 9.6).
- Día 12:** Los dedos están completamente formados. Aparecen las primeras plumas.
- Día 13:** Se observan las escamas y las uñas. El cuerpo comienza a cubrirse de plumas.
- Día 14:** El embrión coloca la cabeza hacia arriba para romper la cámara de aire.
- Día 15:** Los intestinos entran a la cavidad abdominal.
- Día 16:** Las escamas, uñas y el pico se vuelven firmes y se cornifican. El embrión está completamente cubierto de plumas. La albúmina casi ha desaparecido y el saco vitelino es más importante como nutriente (FIGURA 9.7).



FIGURA 9.7. Día 16: el embrión está cubierto de plumas y el saco vitelino no ha ingresado en la cavidad abdominal.

Foto: Rubén Merino Guzmán

- Día 17:** El pico se dirige hacia la cámara de aire, el fluido amniótico disminuye y el embrión se prepara para el nacimiento.
- Día 18:** El crecimiento del embrión está casi completo (FIGURA 9.8).



FIGURA 9.8. Día 18 de desarrollo: el pollito ha completado su crecimiento.

Foto: Rubén Merino Guzmán

Día 19: El saco vitelino cae a la cavidad abdominal; el embrión ocupa prácticamente todo el espacio del huevo, excepto la cámara de aire. El embrión se coloca para picar el cascarón.

Día 20: El saco vitelino está completo dentro de la cavidad abdominal. Se inicia la cicatrización del ombligo. El embrión se vuelve pollito, rompe el amnios y la membrana interna del cascarón y llega a la cámara de aire; al inhalar lentamente un poco de aire inicia la respiración pulmonar. El alantoides cesa su función y empieza a secarse. El pollito pica el cascarón para permitir la entrada de aire (FIGURA 9.9).

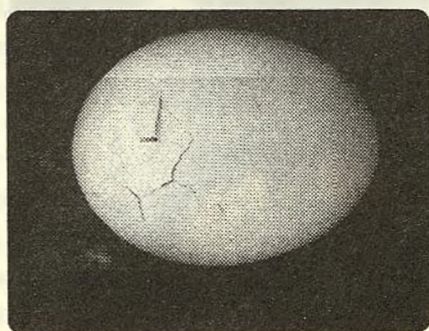


FIGURA 9.9. Día 20 de desarrollo: el pollito ha picado el cascarón.

Foto: Rubén Merino Guzmán

Día 21: Eclosión del pollito. Después de picar el cascarón, el animal descansa por varias horas. Con el diente de cascarón o de nacimiento (FIGURA 9.10) corta una línea circular alrededor del cascarón en dirección contraria a las manecillas del reloj.

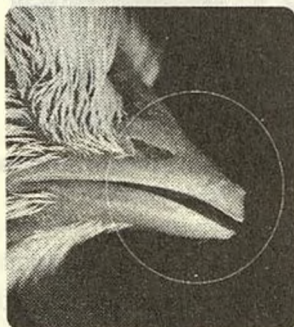


FIGURA 9.10. Diente de cascarón o de nacimiento.

Foto: Rubén Merino Guzmán

Una vez realizada la primera rotura del cascarón, o *picaje*, pueden transcurrir de 10 a 20 horas para que el pollito se libere húmedo y exhausto (FIGURA 9.11).



FIGURA 9.11. Pollito recién nacido, todavía con parte del plumón mojado.

Foto: Rubén Merino Guzmán

9.4 PERIODOS CRÍTICOS DEL DESARROLLO EMBRIONARIO

Primer día de la incubación: Fragilidad del blastodermo.

Tercer día de desarrollo: Inicio de la respiración alantoidea.

Sexto y séptimo día: Estado fraccionario y contacto de la membrana alantoidea con la cámara de aire.

Decimoctavo día. Se establece la respiración pulmonar.

Día vigesimoprimerero. Eclosión (nacimiento).

9.5 EFECTOS MEDIOAMBIENTALES SOBRE EL DESARROLLO EMBRIONARIO

Factores físicos previos a la incubación

■ **Temperatura.** El cero fisiológico, temperatura a la cual cesa completamente el desarrollo embrionario, se presenta a los 23.9 °C. Para preservar la calidad del huevo incubable es recomendable mantenerlo varios grados por debajo del cero fisiológico; por ejemplo, entre 10 y 15.5 °C. La temperatura de conservación no debe ser fluctuante, de lo contrario, la albúmina se licua más rápido, la yema se desplaza y se reduce la incubabilidad. El huevo fértil es bastante resistente a temperaturas bajas y depende del tiempo de almacenamiento. Si la temperatura ambiental está por encima del cero fisiológico, pero debajo de la temperatura óptima de incubación, el embrión se desarrolla en forma desproporcionada, lo que propicia malformaciones o la muerte del embrión.

■ **Humedad.** La humedad relativa de 80 a 85% disminuye la evaporación en el huevo. Un factor crítico es evitar la condensación de vapor de agua en el cascarón (huevo sudado), porque este fenómeno favorece su contaminación.

- **Volteo del huevo.** Si la temperatura de almacenamiento es constante y el huevo no se va a almacenar más de dos semanas, no es necesario voltearlos.
- **Tiempo de almacenamiento.** Bajo condiciones óptimas, el almacenamiento del huevo fértil por seis días no afecta significativamente la incubabilidad. El pH de la albúmina del huevo recién puesto es de alrededor de 7.6, y con el almacenamiento se eleva a nueve o más. El almacenaje prolongado aumenta la mortalidad embrionaria, especialmente en etapas tempranas; incrementa la incidencia de blastodermos sin embrión y el desarrollo de malformaciones embrionarias; la mortalidad embrionaria general se eleva, baja la calidad del pollito y aumenta el porcentaje de pollitos anormales. Si el huevo fértil se conserva por más de siete días, se retrasa el inicio del desarrollo embrionario y el nacimiento. La incubabilidad no se afecta en periodos de conservación del huevo fértil por ocho a quince días, si estos se mantienen en bolsas de plástico o bolsas de copolímero de polivinilo.
- **Manejo del huevo.** La incidencia de todo tipo de malformaciones se incrementa cuando el huevo se somete a vibraciones o se agita antes de la incubación.
- **Clima.** El calor afecta la incubabilidad del huevo fértil al disminuir el consumo de alimento en las gallinas reproductoras, y puede ocasionar desequilibrio nutricional en el embrión. También ocasiona que la gallina por jadeo elimine CO₂ en forma excesiva, lo que induce alcalosis respiratoria que se refleja en disminución del grosor del cascarón.

Factores físicos durante la incubación

- **Temperatura.** La temperatura alta durante la incubación genera mitosis anormales, carencia de regiones anatómicas (microftalmia o anoftalmia), pico de tamaño anormal: pequeño o cruzado; hemorragias, etcétera. El desarrollo embrionario es más rápido, pero desordenado, aumenta la mortalidad embrionaria durante todo el proceso de incubación, el saco vitelino no se absorbe adecuadamente y el pollito está deshidratado al nacer, con el ombligo mal cicatrizado,

hemorragias subcutáneas y dedos curvados. El embrión es bastante resistente al enfriamiento temporal durante la incubación; sin embargo, el enfriamiento durante los primeros 19 días de incubación aumenta las malas posiciones embrionarias y el número de pollitos deformes. La resistencia al enfriamiento es mayor durante la primera semana de incubación que en las dos últimas, y puede resultar catastrófica en los dos últimos días. Si durante el proceso de incubación persiste una temperatura inferior a la óptima, la división celular es anormal y se retrasa el desarrollo embrionario; la transferencia del vitelo y de los fluidos extraembrionarios es lenta, y la regresión de la vascularización de la membrana corioalantoidea también se retrasa. Los embriones pueden morir con menos de 35 °C o más de 40 °C, de acuerdo con el tiempo de exposición.

- **Humedad relativa.** Si la humedad relativa es baja en la máquina incubadora, hay evaporación excesiva en el huevo, disminuye la incubabilidad y los embriones o pollitos serán de tamaño pequeño; el embrión se pega al cascarón en el momento de la eclosión, además de presentar pobre calcificación ocasionada por la transferencia insuficiente de calcio a partir del cascarón. La humedad relativa alta provoca aumento en la mortalidad embrionaria y favorece que los embriones y pollitos sean de mayor tamaño que el normal, edematosos, blandos y con dificultades respiratorias por la presencia de fluidos residuales. La escasa humedad en la máquina nacedora da como resultado pollitos pegados al cascarón y ombligos mal cicatrizados.
- **Volteo.** El volteo del huevo es esencial durante las dos primeras semanas de incubación; si no se realiza en este periodo, aumenta la mortalidad embrionaria al no cerrar la cavidad amniótica, el embrión no se coloca en posición correcta y la transferencia de la albúmina al amnios no se lleva a cabo, por tal motivo quedan fluidos remanentes y el embrión no se desarrolla adecuadamente. Con la falta de volteo el embrión tiene más posibilidad de pegarse al cascarón y morir en etapas tempranas. Si el huevo se gira 360° puede provocarse la ruptura del saco alantoideo.

- **Posición.** La incubación de huevos con el polo agudo hacia arriba provoca el aumento en la incidencia de malas posiciones, principalmente la orientación de la cabeza hacia el polo agudo del huevo, lo que es una barrera para el nacimiento.
- **Ventilación.** Conforme avanza el desarrollo embrionario, aumenta el requerimiento de oxígeno y es necesario eliminar más bióxido de carbono de las máquinas; de lo contrario, los embriones pueden morir asfixiados. Por otro lado, durante los primeros 13 días del desarrollo, el embrión tiene un alto requerimiento de calor, pero del decimocuarto al vigesimoprimer día los embriones disipan calor, y éste necesita ser eliminado por medio de la ventilación, para mantener la temperatura óptima de incubación.
- **Presión atmosférica.** La incubabilidad del huevo fértil se reduce al aumentar la altitud a la que son incubados: más de 1 100 metros sobre el nivel del mar, debido a la disminución de la presión atmosférica y de la presión parcial de oxígeno. La elevada altitud aumenta la evaporación y la pérdida de agua a través del cascarón.

9.6 PRINCIPALES CAUSAS DE MORTALIDAD EMBRIONARIA Y EMBRIODIAGNÓSTICO

La forma más común de seguir el progreso de la incubación es la ovoscopia. Puede usarse un ovoscopio o una lámpara sorda. Si hay dificultades con la incubación, los pollitos que nacen pueden aportar algunas pistas sobre el problema. En el CUADRO 9.1 se resumen algunos problemas frecuentes de incubación.

Embriodiagnóstico

El objetivo del embriodiagnóstico es conocer las posibles causas de las pérdidas en la empresa. En la planta incubadora, así como en las granjas de reproductoras, se debe investigar qué sucede con el material biológico, en este caso con los embriones que no nacen. Se obtendrá información adicional si se expone el contenido sobre una superficie plana, para observar a los embriones que no nacieron, o determinar si es un huevo infértil o hasta dónde se desarrolló el embrión antes de morir.

Para llevar a cabo el embriodiagnóstico se toman los embriones no nacidos y se analizan; se observa el grado de desarrollo que lograron durante la incubación y con ello se les clasifica dentro de las categorías: infértil, mortalidad grupo I, mortalidad grupo II, mortalidad grupo III y mortalidad grupo IV.

■ **Mortalidad grupo I** (del primero al cuarto día). Las causas de mortalidad en este periodo incluyen la escasa recolección del huevo fértil en la granja de reproductoras. Al momento de la postura, los poros del cascarón están abiertos y el huevo húmedo, por lo que puede haber contaminación bacteriana por penetración de microorganismos. El transporte y almacenamiento inadecuado del huevo también es causa de mortalidad en este periodo. Las desinfecciones severas en el huevo muy sucio (por postura en el piso) dañan la cutícula del cascarón. Si el huevo cambia bruscamente de temperatura fría a caliente, se produce condensación de vapor de agua (el huevo suda), y se favorece la contaminación con bacterias. La respiración alantoidea del embrión inicia a los tres días de incubación, de tal manera no se debe fumigar la máquina incubadora entre las primeras 12 a 96 horas de incubación, porque el embrión se asfixia.

■ **Mortalidad grupo II** (del quinto al décimo día) y mortalidad grupo III (del undécimo al decimoséptimo día). Los embriones pueden morir en estos periodos por deficiencias nutricionales de las gallinas reproductoras, por contaminación —infección del embrión con virus o bacterias que no maten al embrión inmediatamente y que permitan que se desarrolle parcialmente—. Los cambios bruscos de temperatura durante la incubación, así como las deficiencias en el volteo de los huevos pueden ocasionar alta mortalidad embrionaria. Se ha reportado que el uso de funguicidas como el tiabendazol en el nido de las gallinas reproductoras puede ocasionar mortalidad embrionaria intermedia.

■ **Mortalidad grupo IV** (del decimoctavo al vigésimo primer día). El mal manejo durante la transferencia de los huevos de la máquina in-

cubadora a la nacedora, entre el día 18 y 19 de incubación, puede ocasionar que se fracturen los cascarones, penetre mucho aire, la albúmina se seque, el pollito se pegue al cascarón y no nazca. Al decimotavo o decimonoveno día de incubación se inicia la respiración pulmonar, y si la ventilación y la humedad relativa son inadecuadas, el aire húmedo se condensa y no permite el intercambio gaseoso. El volteo deficiente del huevo o la colocación del huevo con la cámara de aire hacia abajo durante los primeros días de incubación producen mala posición del pollito e impiden su nacimiento. Las deficiencias nutricionales de las gallinas reproductoras, o las altas temperaturas en la máquina nacedora, pueden ocasionar mortalidad embrionaria tardía.

CUADRO 9.1
Causas comunes de baja incubabilidad

PROBLEMA	CAUSA
Infertilidad verdadera	■ Mala inseminación ■ Gallinas no inseminadas. Mala proporción macho:hembras ■ Preferencias de monta de los machos ■ Esterilidad del macho, machos que no copulan ■ Machos demasiado viejos o muy pesados
Muerte preovposición	■ Líneas consanguíneas
Desarrollo del blastodermo, sin desarrollo del embrión	■ Temperatura de almacenamiento inadecuada ■ Huevos almacenados demasiado tiempo. ■ Huevos lavados ■ Escasa recolección del huevo en temporadas de frío o calor excesivos
Embriones quísticos	■ Huevos almacenados demasiado tiempo ■ Procedimientos rudos de manejo o embarque ■ Enfermedad de la parvada (micoplasmosis, Newcastle) ■ Espermatozoides viejos o anormales, consanguinidad ■ Temperatura de almacenamiento inadecuada o de preincubación

PROBLEMA	CAUSA
Muchos embriones muertos	- Temperatura inadecuada, falla eléctrica, volteo insuficiente - Mala ventilación de la incubadora o la nacedora - Enfermedades de transmisión vertical o huevos contaminados
Embriones muertos antes de pican	Temperatura baja en la máquina incubadora, humedad relativa demasiado alta, huevos infectados, deficiencias nutricionales de las reproductoras, ciertos genes letales
Embriones débiles que no pican o pican ligeramente	Deficiencia de vitamina E
Picaje en diferentes niveles del cascarón	- Humedad muy baja en la nacedora - Albúmina residual excesiva causada por humedad alta, o por temperatura baja en la incubación
Pollitos picados y muertos	- Enfermedades de transmisión vertical, deficiencia nutricional, - sobrecalentamiento en la nacedora, baja humedad en la nacedora
Mala posición	- Huevos colocados con el polo agudo hacia arriba - Volteo inadecuado - Temperatura de incubación alta o baja - Alta humedad
Pollitos que nacen anticipadamente, pequeños	Temperatura demasiado alta durante el periodo de incubación
Retraso en el nacimiento, pollitos letárgicos	- Temperatura muy baja y humedad muy alta durante el periodo de incubación. - Huevos almacenados mucho tiempo
Pérdidas repentinas en cualquier etapa	- Fumigación inadecuada - Mercurio derramado en la incubadora o nacedora - Falla del equipo o de la corriente eléctrica, sobrecalentamiento del equipo

Adaptado de Ernst et al., 2004.



Autoevaluación

1. ¿Dónde y en qué momento se lleva a cabo la fertilización del óvulo?
2. ¿Cuáles son los eventos del desarrollo embrionario que ocurren durante el tercer día de la incubación?
3. ¿En qué día del desarrollo embrionario se introduce el saco vitelino a la cavidad abdominal?
4. ¿Qué estructura utiliza el pollito para romper el cascarón?
5. ¿Cuáles son los periodos críticos del desarrollo embrionario?
6. ¿Qué es el cero fisiológico y a qué temperatura se presenta?
7. ¿Cuáles son las consecuencias de la falta de volteo del huevo durante la incubación?
8. ¿Cuál es el objetivo del embriodiagnóstico?
9. Menciona algunas causas de infertilidad verdadera.
10. Cita algunas causas por las cuales el cascarón puede ser picado por el pollito a diferentes niveles durante la eclosión.



Respuestas

1. La fertilización ocurre en el infundíbulo entre 15 y 20 minutos después de la ovulación, más o menos 24 horas antes de que el huevo sea puesto por la gallina.
2. Comienza el desarrollo del alantoides, el amnios rodea completamente al embrión. Empiezan a crecer la nariz y las piernas, y se forman las alas.
3. En el decimonoveno día.
4. El diente de cascarón o de nacimiento.
5. Primer día de la incubación: Fragilidad del blastodermo.
Tercer día de desarrollo. Se inicia la respiración alantoidea.
Sexto y séptimo día: Estado fraccionario y contacto de la membrana alantoidea con la cámara de aire.
Decimoctavo día. Establecimiento de la respiración pulmonar.
Vigésimo primer día. Eclosión (nacimiento).
6. El cero fisiológico se presenta a los 23.9°C , es la temperatura a la cual cesa completamente el desarrollo embrionario.
7. Si el huevo no se voltea en este periodo, aumenta la mortalidad embrionaria porque no se cierra la cavidad amniótica; el embrión no estará en posición correcta y la transferencia de la albúmina al amnios no se lleva a cabo, por lo que quedan fluidos remanentes y el embrión no se desarrolla adecuadamente. Con la falta de volteo, el embrión tiene más posibilidad de pegarse al cascarón y morir en etapas tempranas.
8. El objetivo del embriodiagnóstico es conocer las posibles causas de las pérdidas dentro de la empresa. En la planta incubadora, así como

en las granjas de reproductoras, se debe investigar qué sucede con el material biológico; en este caso, con los embriones que no nacen. Se puede obtener información adicional si se analizan los embriones que no nacieron, exponiendo el contenido del huevo sobre una superficie plana, o por medio de la observación de un huevo infértil, o determinando hasta dónde se desarrolló el embrión antes de morir.

9. Mala inseminación

Gallinas no inseminadas

Mala proporción macho:hembras

Preferencias de monta de los machos

Esterilidad del macho

Machos que no copulan

Machos demasiado viejos

10. Humedad de la nacedora muy baja; albúmina residual excesiva causada por humedad alta o por temperatura baja en la incubación.



Literatura consultada

- Chicken embryo development: General Biology Laboratory Homepage. Winter Quarter 2003-2004. Disponible en:
- <http://www.rit.edu/~gtfsbi/genbiol/PDFfiles/CHICKEN%20EMBRYO%20DEVELOPMENTPDF.pdf>
- Ernst RA, Bradley FA, Delany ME, Abbot UK, Craig RM. Common incubation problems: causes and remedies. University of California, Division of Agriculture and Natural Resources. ANR Publication 8127, 2004.
- Fairchild B. Minimización de la mortalidad embrionaria. Industria Avícola 2003; sep.: 52.
- Nilipour A, Butcher G. A Systematic approach to solving hatchability and chick quality problems. Poultry Digest 1998; ago./sep.: 28.
- Nilipour A, Butcher G. Malas posiciones y deformidades en los embriones de pollo. Industria Avícola 1999; junio: 28-29.
- Ross Breeders. Investigating Hatchery Practice. Boletín técnico de Ross Breeders. Ross Tech 98/35. 1998. Disponible en: http://www.aviagen.com/docs/Investigating_Hatchery_Practice2.pdf
- Salazar A. The effects of high altitude on hatchability. Poultry International 2001; nov.: 22.
- Wineland M. Let the embryo tell what is happening: Poultry Digest - Merged into Watt Poultry USA 1/2001, Dec.1997-Jan. 1998: 30-36.
- Wineland, Christensen and Donaldson: Proper incubator/hatcher conditions are a fundamental requirement. Poultry International 1999; nov.: 54



A P Í T U L O X

Manejo de nidos y de huevo fértil

Xóchitl Hernández Velasco

INTRODUCCIÓN

El desarrollo embrionario comienza inmediatamente después de que ocurre la fertilización en el infundíbulo; así, mientras el huevo se forma, el embrión continúa su desarrollo. Cuando el huevo es puesto, el embrión tiene por lo menos 24 horas de desarrollo y se han formado miles de células que se observan sobre la yema como una mancha blanca con un halo alrededor, llamada **disco germinal o blastodermo** (FIGURA 10.1), a diferencia de un huevo infértil donde solamente se observa una mancha blanca más pequeña (FIGURA 10.2). Por esta razón, el manejo que requiere un huevo fértil es distinto del de un huevo comercial. El adecuado manejo de éste permitirá mantener su calidad o retrasar en lo posible su deterioro, hasta el momento en que es cargado en las máquinas incubadoras, lo que garantizará un mayor número de pollitos de primera calidad, a bajo costo, siempre y cuando se parta de huevo fértil de excelente calidad.

10.1 MANEJO DE NIDOS

Al momento de la ovoposición el huevo tiene casi la misma temperatura que la gallina (41 °C) y el contenido ocupa todo el espacio dentro del cascarón; conforme el huevo se enfría, el contenido se contrae creando

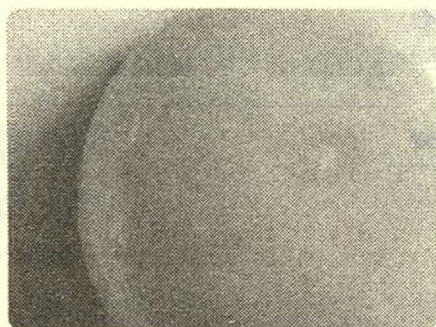


FIGURA 10.1. Yema de un huevo proveniente de reproductoras pesadas que muestra en su superficie una estructura redonda y blanquecina, con un halo alrededor, llamada disco germinal o blastodermo, y que corresponde al embrión con un mínimo de 25 horas de desarrollo.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

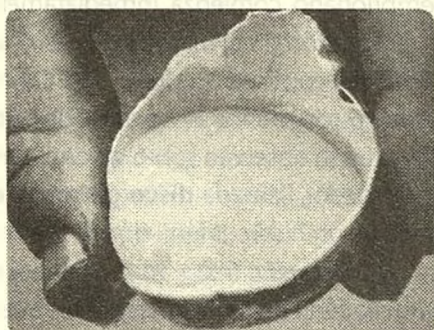


FIGURA 10.2. Yema de un huevo sucio, de selección, donde solamente se observa una pequeña mancha blanca en el centro de la yema (blastodisco) sin halo alrededor, por lo que este huevo es infértil.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

una presión negativa en el interior y provoca la entrada de aire por el polo ancho del mismo (sitio con menor cutícula y mayor número de poros), la cámara de aire se forma por la separación de la membrana interna de la externa. En condiciones normales, el huevo está libre de microorganismos patógenos y el primer sitio con el que tiene contacto es la cama del nido o el tapete, en caso de nidos mecánicos, y mientras más tiempo permanezca en éstos, mayor será el riesgo de contaminación. Un huevo

contaminado, al enfriarse y alcanzar la temperatura ambiente (proceso que dura dos horas aproximadamente a temperatura templada), no sólo incluye aire en su interior, sino también las bacterias que se encuentran en su superficie. Los huevos puestos en nidos mecánicos se enfrían más rápido, que en nidos manuales.

La cutícula que se deposita sobre el cascarón durante el paso del huevo por la vagina requiere de tiempo para secarse, aproximadamente dos minutos. Una vez seca, aumenta la fuerza del cascarón y se cierran los poros, lo que evita la pérdida de humedad y la penetración de bacterias; algunas como *Pseudomonas* spp. pueden digerir la cutícula. En un nido sucio la cutícula húmeda favorecerá la adhesión y penetración de bacterias al huevo.

A continuación se citan algunas de las principales prácticas sanitarias y de manejo que contribuyen a mantener un ambiente más higiénico en la cama de la caseta y en la del nido.

El uso de piso de rejillas o *slats* es una alternativa para evitar que las aves estén en contacto directo con sus excretas, y así mantener las patas de los animales más limpias; además, disminuye la postura en piso; sin embargo, puede reducir la fertilidad por ocasionar abscesos en los cojinetes plantares (pododermatitis) de algunos animales (FIGURA 10.3).

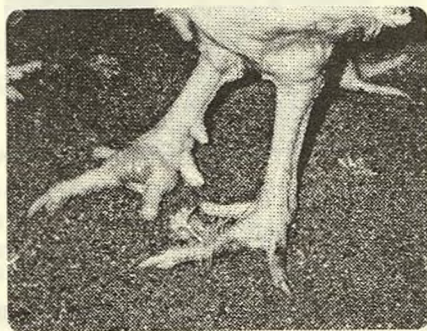


FIGURA 10.3. Patas de un gallo reproductor pesado, con pododermatitis.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

El establecimiento de un programa de restricción de agua, tanto en crianza como en producción evita camas húmedas que ensucien las patas de las gallinas y contribuyan a mayor contaminación del nido.

Si los nidos son manuales hay que usar un material de cama limpio y seco de buena calidad, como la viruta de madera, cascarilla de arroz o paja; llenar cada nido a dos tercios de su capacidad, sustituir la que hayan sacado o ensuciado las aves y cambiarla completamente una vez cada una o dos semanas (FIGURA 10.4).

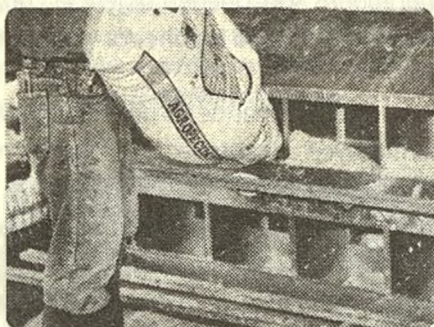


FIGURA 10.4. Limpieza de nidos y recambio del material de cama (cascarilla de arroz) en una granja de aves reproductoras pesadas en el sureste del país. Foto: Xóchitl Hernández Velasco

En nidos con cama, desinfectar cada semana o quince días con de 20 a 30 g de formaldehído en polvo por nido y mezclarlo perfectamente con el material de cama.

Mantener buena ventilación de la caseta, así como evitar todo lo que incremente de forma excesiva la humedad de la cama (fugas de agua, diarrea o diuresis en las reproductoras, etc.).

Retirar diariamente del nido la cama que esté sucia y si son nidos automáticos, sacudir diariamente el tapete plástico y cambiarlo regularmente por otro limpio y desinfectado. Se prefieren los tapetes con proyecciones largas (17 mm) y con textura rizada, que le proporciona a la gallina la posibilidad de escarbar (comportamiento innato) (FIGURA 10.5).

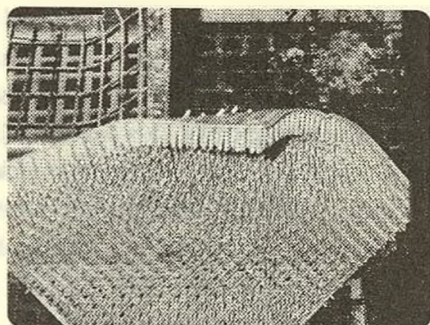


FIGURA 10.5. Tapete sintético de un nido automático. El largo de las cerdas le permite a las gallinas llevar a cabo la conducta instintiva de rascar en el nido; además, tanto el tapete como la base del nido cuentan con perforaciones que reducen la contaminación.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Cerrar los nidos al anochecer para evitar que las gallinas duerman y defequen dentro; abrirlos por la mañana antes de que inicien la postura (FIGURA 10.6).

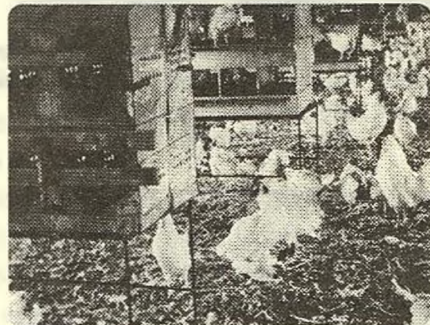


FIGURA 10.6. Caseta de aves reproductoras ligeras con nidos manuales. Los nidos deben cerrarse durante la noche para evitar que las gallinas duerman y defequen dentro de ellos, y abrirse por la mañana antes de que se inicie la postura. Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Para prevenir la postura en piso, si se utiliza la misma caseta para la crianza y producción se recomienda introducir los nidos a la caseta de cuatro a dos semanas antes del inicio de la postura para acostumbrar a las gallinas a éstos, inicialmente a nivel del piso y luego subirlos de manera gradual hasta la altura adecuada, de acuerdo con la estirpe. En caso

de usar ponederos de dos o tres pisos, se debe cerrar el piso inferior las primeras dos o tres semanas, para asegurar que la postura también se realice en los nidos superiores. En aves reproductoras ligeras se recomienda colocar perchas antes de introducir los nidos (FIGURA 10.7). Asegurarse de proveer el número adecuado de nidos, ya sean convencionales o comunitarios (FIGURAS 10.8 y 10.9), así como evitar espacios pequeños, quemar el exceso de pluma del piso y recolectar rápidamente los huevos del piso para evitar que otras gallinas copien esta conducta.



FIGURA 10.7. Granja de aves reproductoras ligeras en crianza, donde se han instalado perchas sobre las cuales se colocarán los nidos manuales para que las aves se acostumbren a subir a ellas y durante la producción utilicen fácilmente los nidos.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

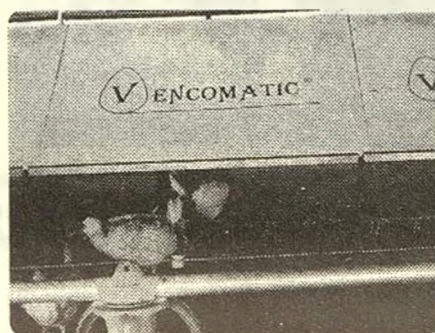


FIGURA 10.8. Caseta de aves reproductoras ligeras, con nidos automáticos coloniales.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

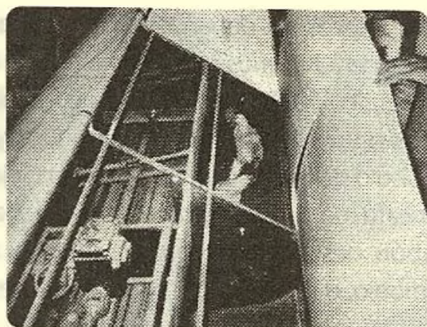


FIGURA 10.9. Vista aérea de nidos automáticos comunales dispuestos sobre *s/ats* en una caseta de aves reproductoras ligeras. En la parte central del nido se observan las bandas recolectoras que transportan el huevo hasta un extremo de la caseta para su recolección.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Es recomendable que al inicio de la producción el encargado recorra la caseta para mover suavemente a las gallinas hacia los nidos, entre las 22 y las 26 semanas, sobre todo cuando se usan nidos mecánicos o no se introdujeron perchas durante la crianza.

10.2 RECOLECCIÓN DEL HUEVO FÉRTIL

Deben realizarse recolecciones frecuentes del huevo fértil para evitar que éste se enfríe en el nido y que penetren bacterias a su interior. Se sugieren como mínimo seis recolecciones al día, cada dos horas durante el periodo de puesta, iniciando dos horas después de que amanece, y cada hora, entre las 10:00 y las 14:00 horas, debido a que en este lapso es mayor la postura. Asimismo, es conveniente incrementar el número de recolecciones durante el pico de postura, o en climas extremosos, debido a que el calor induce el desarrollo embrionario y un embrión con mayor tiempo de desarrollo es más sensible a los cambios de temperatura y los movimientos durante el almacenamiento y transporte, lo que incrementa la mortalidad embrionaria temprana; por otro lado, en climas muy fríos el huevo se enfría más rápido y esto puede favorecer la contaminación interna.

Se debe recolectar sólo huevo incubable, el huevo sucio, de piso, deforme, cascado, pequeño, grande, debe recogerlo otra persona, o bien,

posteriormente. Los huevos no deben ser lijados, raspados, lavados o limpiados con trapos para hacerlos pasar como huevo incubable, estas prácticas afectan la cutícula; además, el costo por incubar huevo sucio en diferentes etapas de la cadena productiva será mayor. Si se decide incubar huevo de piso o defectuoso, se tiene que manejar por separado.

La persona encargada de recolectar el huevo debe lavarse las manos con agua y jabón, desinfectarse con una solución a base de cloro, cuaternarios de amonio, o alcohol y glicerina, y secarse antes de iniciar la recolección.

El huevo se coloca con el polo ancho hacia arriba, para facilitar el intercambio gaseoso, de ser posible directamente en los mismos conos (*fillers*) que se introducirán en la máquina incubadora; con esto se reduce el riesgo de contaminación, al no tener que encharolar el huevo en la planta incubadora. Otra ventaja de utilizar conos de plástico especiales para huevo fértil es que pueden lavarse, desinfectarse y volverse a utilizar, y como están perforados permiten una buena desinfección, mejor intercambio gaseoso y el huevo adquiere más pronto la temperatura ambiental durante las diferentes etapas de su manejo (almacenamiento, precalentamiento o incubación). Si los conos son de cartón, bien porque únicamente se cuenta con éstos, o bien porque se prefieren para transportar el huevo grandes distancias, éstos no deberán reciclarse. Tampoco hay que tomar más de tres huevos con una sola mano, ni apilar más de seis conos con huevo, para evitar rupturas (FIGURA 10.10). Una alternativa es usar doble cono en el cono inferior de las cajas especiales para transporte de huevo fértil, que también son ranuradas y de plástico.

En algunas empresas se cuenta con un monorriel suspendido del eje longitudinal del techo, donde se colocan los conos con huevo fértil y se empujan a lo largo de la caseta; este equipo facilita la recolección y disminuye el tiempo destinado a esta actividad (FIGURA 10.11).

10.3 SELECCIÓN DEL HUEVO FÉRTIL

No todos los huevos producidos son aptos para incubar y cada huevo no apto representa pérdidas para la empresa, sobre la inversión realizada en



FIGURA 10.10. Extremo lateral de una caseta de aves reproductoras ligeras con nidos y recolección semiautomática de huevo fértil. El huevo incubable es colocado en conos de plástico, mientras que el huevo de selección o no incubable es colocado en conos de cartón. *Foto: Xóchitl Hernández Velasco*



FIGURA 10.11. Monorriel suspendido del eje longitudinal del techo, para facilitar y agilizar la recolección de huevo fértil; este monorriel se empuja a lo largo de la caseta. *Foto: Xóchitl Hernández Velasco*

la parvada de reproductoras (CUADRO 10.1). En ocasiones, este tipo de huevo se vende como huevo comercial o para consumo, y una parte puede utilizarse para el monitoreo parcial de la fertilidad de la parvada mediante la detección del blastodermo.

CUADRO 10.1*Reducción de la incubabilidad en huevos de descarte*

TIPO DE ANORMALIDAD	% DE REDUCCIÓN DE LA INCUBABILIDAD
Deforme	8.9
Ligeramente redondo	10.7
Pequeño (< 50 g)	11.5
Blanco (sin pigmento)	24.6
Redondo	26.1
Cascarón áspero	55.1
Arrugado	61.2

Brake, 1987

No se recomienda incubar huevo menor de 48 g en caso de reproductoras ligeras, mientras que para reproductoras pesadas, el peso mínimo es de 52 g, de lo contrario el huevo dará origen a un pollito pequeño. Los pollos pequeños estarán en desventaja con el resto de la parvada para obtener alimento y agua; por lo tanto, estarán menos protegidos al administrarse una vacuna o algún tratamiento por vía oral. Además, necesitarán mayor tiempo de permanencia en las granjas para alcanzar el peso requerido.

El huevo claro mal pigmentado (huevo marrón) se asocia a mala calcificación, y tendrá menor incubabilidad, las manchas no constituyen ningún problema, pues desaparecen en cuanto la gallina elimina un poco de pigmento de su sistema reproductor.

Los huevos grandes o que pesan más de 70 g tienen menor incubabilidad que los de menor tamaño, debido a que se eleva la frecuencia de mala posición del embrión, pierden más peso durante el almacenamiento e incubación y tienen mayor riesgo de contaminación. Los huevos con cascarón delgado o mal calcificado son más propensos a sufrir fisuras, contaminación, deshidratación.

Es necesario elaborar un registro de selección de huevo, donde se anote la cantidad producida y la clasificación (chico, doble yema, deforme, sucio, de piso, otros), y se identifiquen por número de lote, edad de

las reproductoras, fecha, caseta, granja, alimento, mortalidad, número de hembras y machos sobrevivientes. Si el porcentaje de huevo seleccionado es mayor que lo normal, según la edad y la estirpe, deberá revisarse el peso de las reproductoras, la calidad nutricional de la dieta (en particular cantidades de calcio, fósforo, vitamina D, exceso de proteína, ácido linoléico o metionina), manejo (factores estresantes), rangos de temperatura ambiental y sanidad (en particular bronquitis, enfermedad de Newcastle, cólera, micoplasmosis, leucosis, síndrome de baja de postura), intoxicaciones medicamentosas (sulfas, nicarbazina) o nutricionales (micotoxinas).

10.4 DESINFECCIÓN DEL HUEVO FÉRTIL

La importancia de una buena sanidad o desinfección radica en que existe una alta correlación entre la concentración de bacterias en el aire de la caseta avícola y el grado de contaminación del cascarón del huevo, así como entre esta última y la incubabilidad. El objetivo de la desinfección es eliminar los microorganismos presentes en la superficie del cascarón. Las bacterias y hongos se multiplican aceleradamente bajo las condiciones ambientales de la caseta, y aquellos microorganismos que hayan penetrado no serán sensibles a la desinfección. Por lo tanto, el huevo fértil debe desinfectarse a medida que se recolecte para eliminar los microorganismos antes de que penetren.

Dentro de las técnicas para desinfectar huevo fértil en explotaciones intensivas están las siguientes:

- **Aspersión.** Consiste en rociar con gota gruesa una solución desinfectante sobre la superficie del huevo, y por arrastre se eliminan las bacterias que en ella se encuentran. Cuando se desinfectan los huevos fértiles por aspersión debe utilizarse agua de buena calidad (limpia, con bajos niveles de hierro, magnesio y sales) entre 35 y 40 °C, en una habitación libre de corrientes de aire y polvo, con una mesa de rejilla que permita que caiga el desinfectante excedente (FIGURA 10.12). Se atribuye mayor efectividad a los productos en espuma, por permanecer más tiempo sobre el huevo. Se recomienda utilizar quí-

micos de prestigio que no afecten la incubabilidad; es importante que el huevo esté perfectamente seco antes de almacenarlo. En el CUADRO 10.2 se muestran algunos de los productos más utilizados para la desinfección del huevo fértil.



FIGURA 10.12. Cuarto de desinfección de huevo fértil por medio de aspersión. Este cuarto debe estar libre de corrientes de aire y polvo y contar con una mochila con manguera, agua de buena calidad a 35 °C, y una mesa con base de rejilla para permitir la caída del desinfectante excedente.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

- **Fumigación con formol y permanganato de potasio.** Aunque este método se ha utilizado ampliamente para desinfectar huevo incubable, en algunos países se ha prohibido debido a que el gas que se produce es altamente tóxico. Aunado a esto, su aplicación requiere mayor equipo y cuidados, por lo que la aspersión lo ha ido desplazando poco a poco. Debe contarse con un gabinete hermético dotado de un ventilador interno que distribuya homogéneamente el gas y lo evacue después de la fumigación (FIGURA 10.13). Se requiere un recipiente metálico, como mínimo 10 veces mayor que el volumen de la suma de ambos ingredientes, ya que se produce una reacción exotérmica, y en caso de usar un recipiente de plástico, éste puede deshacerse. Se debe agregar primero el permanganato y luego el formol, de lo contrario se acelera la reacción, el gas se libera rápidamente y el

operador puede respirar parte del mismo, antes de cerrar el gabinete. Para los huevos incubables se emplean 42 ml de formol y 21 gramos de permanganato de potasio por metro cúbico (concentración 3X) durante un periodo mínimo de 20 minutos y no mayor de 30, de lo contrario se puede dañar la cutícula del huevo. Este método de desinfección tiene mayor eficacia a 24 °C y 75% de humedad relativa. Debido a su toxicidad, se recomienda el uso de máscaras de gas y goggles durante su preparación. Este desinfectante es muy efectivo y de amplio espectro; sin embargo, no tiene poder residual.

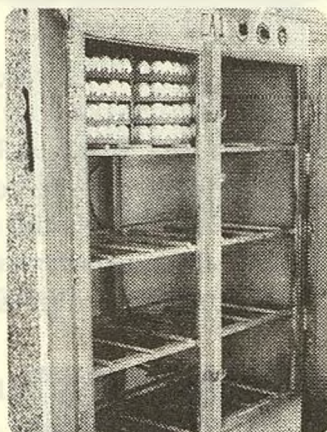


FIGURA 10.13. Gabinete para la desinfección del huevo fértil por fumigación. En la parte de abajo del gabinete se coloca el recipiente con permanganato y a éste se le adiciona formol. Un ventilador interno distribuye homogéneamente el gas en todo el gabinete.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

El desinfectante debe revisarse periódicamente. Es conveniente monitorear la contaminación del huevo antes de realizar la desinfección y después de ésta, mediante una prueba bacteriológica cuantitativa, para conocer el número de unidades formadoras de colonia en la superficie del cascarón, así como cuando existen problemas por huevo contaminado o infección de saco vitelino en el pollito y detectar en qué momento de la cadena de manejo se contaminó el huevo fértil.

CUADRO 10.2*Tipos de desinfectantes para huevo fértil y sus concentraciones*

Cuaternarios de amonio	1 000-4 800 ppm
Formol	1- 2%
Cuaternario de amonio-formaldehído	1 000-4 800 ppm/formaldehído 1-1.5%
Peróxido de hidrógeno	1-5%
Dióxido de cloro	10-20 ppm
Fenol	1 600 ppm
Yoduros	25 ppm
Glutaraldehído	1 000 ppm

Valle R, 1996

Existen diversos métodos para medir el grado de contaminación bacteriana en el cascarón. Una alternativa práctica y eficiente para medir la contaminación bacteriana total es la técnica de Robert F. Gentry, que consiste en lavar el huevo con PBS en bolsas de polietileno, para aislar, cuantificar y posteriormente identificar la totalidad de las bacterias que están contaminando el cascarón. De acuerdo con la cantidad de colonias aisladas por huevo, se clasifican como limpios, semisucios y sucios.

10.5 ALMACENAMIENTO DEL HUEVO FÉRTIL

Después de la postura del huevo ocurren procesos como el intercambio gaseoso a través de los poros del cascarón, oxidación de vitaminas liposolubles y difusión al medio del dióxido de carbono contenido en la clara; este último provoca aumento en el pH de la albúmina, por lo que se torna más acuosa y se deshidrata más fácilmente; si bien es deseable que la albúmina pierda cierto grado de viscosidad para que la difusión de oxígeno sea mejor, cuando estos cambios son severos afectan la incubabilidad. Básicamente, las condiciones de almacenamiento están encaminadas a minimizar y retardar estos cambios.

Cuando la incubadora está cerca de la granja de reproductoras, no es necesario un cuarto de almacenamiento, los huevos se envían diariamente a la incubadora; de lo contrario, se enviarán dos veces por semana, y mientras tanto se mantendrán en un cuarto de almacenamiento.

El cuarto de almacenamiento de huevo fértil debe ser un lugar especial para este fin, es necesario limpiarlo y desinfectarlo frecuentemente, que cuente con aislamiento térmico, que tenga una tarima que impida que las cajas del huevo estén en contacto directo con el piso y un serpentín para humectar y enfriar el aire (FIGURAS 10.14 y 10.15).

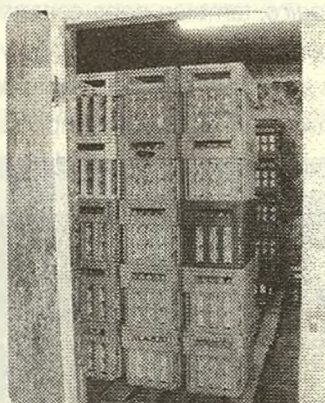


FIGURA 10.14. Cuarto de almacenamiento de huevo fértil. Las cajas son colocadas sobre una tarima de madera que impide que las cajas del huevo estén en contacto directo con el piso.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

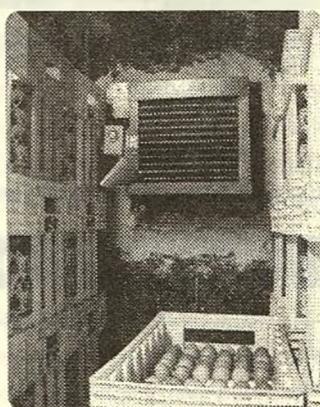


FIGURA 10.15. Cuarto de almacenamiento de huevo fértil. El serpentín empotrado en una de las paredes tiene la función de humectar y enfriar el aire que ingresa al cuarto. Con esto se reduce la pérdida de peso del huevo durante su almacenamiento.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

Antes de introducir el huevo fértil al cuarto de almacenamiento debe encontrarse completamente seco. Para periodos de almacenamiento cortos (4 días en promedio), en este espacio la temperatura ambiental controlada será de 18° C (temperatura del embrión de 23.9 °C), la cual detiene el desarrollo embrionario y permite un estado latente, comúnmente conocida como *cero fisiológico*; también debe contarse con una humedad relativa del 75 al 80%, para evitar la deshidratación y pérdida de peso del huevo. Ambas variables se confirmarán por medio de sensores (higrómetros y termómetros) (FIGURA 10.16). A mayor tiempo de almacenamiento se requiere menor temperatura y mayor humedad relativa (CUADRO 10.3).

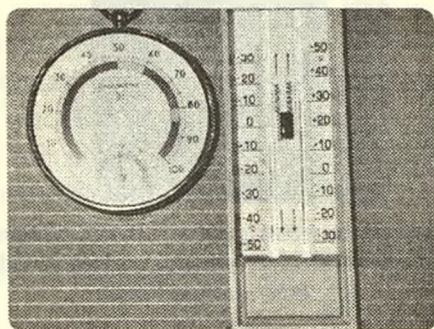


FIGURA 10.16. Termómetro e higrómetro dentro del cuarto de almacenamiento de huevo fértil.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco

CUADRO 10.3

Condiciones para el almacenamiento de huevo fértil

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	TEMPERATURA °C	HUMEDAD RELATIVA (%)
De 1 a 3	17-20	70-75
De 4 a 7	14-17	75-80
De 8 a 14	11-14	80-85

Catelló y Solé, 1986

Los huevos no deben ser almacenados por periodos mayores de cuatro días porque por cada día de almacenamiento se retarda el naci-

miento una hora. Esto debe tenerse en cuenta en una misma carga para evitar nacimientos prolongados (nacimientos abiertos), sobre todo si se mezclan en una misma carga huevos frescos y almacenados. Los periodos prolongados de almacenamiento disminuyen la incubabilidad en 0.5 a 1% por cada día adicional; el embrión se debilita y las defensas fisicoquímicas del huevo son más deficientes (CUADRO 10.4).

CUADRO 10.4
Condiciones para el almacenamiento de huevo fértil

DÍAS DE ALMACENAMIENTO	INCUBABILIDAD (%)	RETRASO (H) AL NACIMIENTO
1	88	0
4	87	0.7
7	79	1.8
10	68	3.2
13	56	4.6
16	44	6.3
19	30	8.0
22	26	9.7

North, 1984

En algunas empresas se acostumbra cubrir con plástico el huevo fértil dentro del cuarto de almacenamiento para evitar pérdida de humedad excesiva y mantener la calidad de la albúmina, ya que se reduce la tasa de difusión de CO_2 cuando se almacena el huevo por periodos prolongados, o cuando los huevos provienen de lotes de reproductoras viejas. Se ha informado sobre el uso de ácido ascórbico o vitamina C, para mejorar la calidad de la albúmina en reproductoras mayores de 45 semanas de edad.

No se recomienda almacenar huevo fértil en conos o cajas de cartón, ya que estos materiales interfieren con el enfriamiento rápido del huevo. Si no se cuenta con otro material, es conveniente enfriar el huevo antes de empacarlo en cajas de cartón.

Hay que dejar espacio entre las cajas de huevo o los carros para permitir la circulación y oxigenación adecuada entre las columnas de cajas.

Debe evitarse transferir el huevo de un ambiente frío a uno tibio o con mayor humedad. Las diferencias extremas entre la temperatura del huevo y el cuarto de almacenamiento al momento de introducirlos, sacarlos y transportarlos favorecen la condensación de humedad sobre el cascarón (sudado del huevo) (CUADRO 10.5), y los microorganismos patógenos pueden penetrar el cascarón fácilmente y transferirse de un huevo a otro por el manejo.

CUADRO 10.5

Humedad relativa del cuarto de almacenamiento en la que se condensa la humedad sobre el cascarón, en relación con la temperatura del huevo

TEMPERATURA (°F) DEL CUARTO	TEMPERATURA DEL HUEVO		
	55 °F	60 °F	65 °F
60	82	-	-
65	70	85	-
70	58	71	83
75	50	60	71
80	42	51	60
85	26	43	51
90	23	38	43
95	26	32	38
100	22	28	32

North, 1984

10.6 TRANSPORTE DEL HUEVO FÉRTIL

Los camiones en los que se traslada el huevo deberán ser especiales para este fin; estar limpios y desinfectados, tener aislamiento térmico y buena suspensión, ser manejados con precaución, no realizar paradas innecesarias, no frenar de golpe ni ir a gran velocidad, y evitar cambios bruscos de temperatura (FIGURA 10.17). El traslado deficiente puede provocar ruptura de cascarones frágiles y desprendimiento de las chalazas, lo cual facilita que las yemas se adhieran a las membranas del huevo; esto interferirá

con la oxigenación y viabilidad del embrión. También es importante proporcionar mantenimiento frecuente a los caminos de la granja.



FIGURA 10.17. Interior de un camión para el transporte de huevo fértil de aves reproductoras ligeras. El huevo fértil se encuentra en conos y cajas especiales.

Foto: Xóchitl Hernández Velasco



Autoevaluación

1. En un huevo recién puesto, ¿cuántas horas de desarrollo tiene el embrión y cómo puede diferenciar un huevo fértil de uno infértil, en este momento?
2. ¿Por qué es importante que el huevo fértil se recolecte frecuentemente?
3. Enliste cinco prácticas útiles para el manejo sanitario de los nidos.
4. Mencione los dos métodos de desinfección más utilizados de huevo fértil y enliste los productos que se emplean en cada uno.
5. ¿Cuáles son los efectos de un almacenamiento prolongado en el huevo fértil?



Respuestas

1. Veinticuatro horas de desarrollo embrionario mínimo; un huevo fértil se identifica por la observación del blastodermo (mancha blanca sobre la yema con un halo alrededor).
2. Principalmente es para evitar que el huevo se enfríe en el nido, porque al enfriarse penetra aire a su interior, y si hay bacterias sobre el cascarón, éstas pueden ingresar y contaminar el huevo; por lo tanto, se sugiere hacer recolecciones por lo menos cada dos horas en clima templado.
3. Colocar el número adecuado de nidos.
4. Utilizar un material de cama de buena calidad, limpio, desinfectado y seco.
5. Desinfectar el material de cama cada semana.
6. Recambiar completamente el material de cama (después de limpiar el nido) cada 15 días como máximo.
7. Cerrar los nidos después de la última recolección del día.
8. Fumigación con gas formaldehído. Se utiliza formalina y permanganato de potasio. Aspersión: Cuaternarios de amonio, peróxidos, fenol, glutaraldehído, entre otros.
9. Oxidación de vitaminas liposolubles, difusión del dióxido de carbono de la clara al medio, aumento en el pH, fluidez y deshidratación de la albúmina.



Literatura consultada

- Bell D, Weaver W. Commercial chicken meat and egg production. 5ª ed. EUA: Kluwer Academic Publishers, 2002.
- Brake TJ. Hatchability of abnormality shaped, colored or textured broiler breeder eggs. Poultry Sci 1987;66 (Supl. 1):7
- Gentry RF, Quarles CL. The measurement of bacterial contamination on egg shells. Poultry Science 1972; 51: 930-933.
- Evolución del manejo de los nidos mecánicos: I Evolución del diseño. Avicultura Profesional 1999; 17(1): 29-31.
- Evolución del manejo de los nidos mecánicos: I Evolución del manejo. Avicultura Profesional 1999; 17(2): 37-39.
- Gentry RF. Higiene y manejo del huevo para incubar. Memorias del ciclo de conferencias "Importancia de la Incubación en la producción avícola" Asociación Nacional de Especialistas en Ciencias Avícolas. México, D.F., septiembre de 1979.
- Guía de manejo para reproductoras COBB 500. Siloam Springs (Arkansas): Cobb-Vantress, 1999.
- Guía de incubación Cobb. Siloam Springs (Arkansas): Cobb-Vantress, 1994.
- Mauldin MJ. Maintaning hatching egg quality. En: Bell DD, Weaver WD. Commercial chicken meat and egg production. 5ª ed..Norwell, MA: Kluwer Academic Publishers, 2002.
- North MO, Bell DD. Manual de producción avícola. 3ª ed. México (DF): El Manual Moderno, 1993.
- Tecna C. Manejo de los huevos para incubar. Selecciones Avícolas 1999; mayo (5): 278-287.
- Valle R. Manejo de huevos fértiles a nivel de granja. Avicultura Profesional 1996; 14 (6): 36-40.



CAPÍTULO XI

Registros empleados en granjas de aves reproductoras

Xóchitl Hernández Velasco

Benjamín Fuente Martínez

11.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LOS REGISTROS

Los registros pueden ser hojas impresas, tarjetas, libretas, archivos electrónicos o carpetas que contienen información relacionada con las actividades, manejos, variables y parámetros que influyen en la productividad de la granja.

Para la interpretación de los datos recolectados, los sistemas que se implementen en la granja habrán de ser los adecuados, pues de lo contrario, existe el riesgo de obtener conclusiones erróneas y perder información valiosa, además de haber invertido tiempo en la recolección de datos no útiles.

Los registros son parte esencial para el buen manejo productivo de las casetas, granjas y empresas. Deben contener información veraz, útil, clara y sintetizada, de tal manera que faciliten la interpretación de los datos, así como la detección oportuna de errores. Mediante la evaluación de los resultados se puedan tomar las decisiones más adecuadas para controlar un problema, aminorar sus daños o prevenirlo en parvadas subsecuentes.

Las variables o parámetros productivos contenidos en estos registros son comparados en un inicio con los valores meta que se encuentran en las guías de manejo para cada estirpe, posteriormente entre parvadas, y en forma particular con los mejores valores previos en la misma granja.

De esta forma, podremos interpretar el significado de los datos recopilados y obtener información a partir de ellos.

11.2 TIPOS DE REGISTROS

Cada empresa, división o granja tiene sus propios registros adaptados a sus condiciones, requerimientos y manejos particulares. En general existe una gran variedad de tipos de registros, entre los más comunes están los siguientes:

- *Financieros.* Incluyen datos concernientes a los costos operativos, ingresos, egresos, depreciaciones
- *Operativos e inventariales.* Contiene información relacionada con inventarios, así como programaciones de solicitud y entrega de insumos.
- *Personales.* Comprenden el control de ingresos y egresos de personal a la granja, actividades y tiempo en el que éstas fueron realizadas, capacitación o entrenamiento de personal.
- *Regulatorios.* Son generalmente un requerimiento gubernamental como constancias de parvada libre de algunas enfermedades, pagos de impuestos, y servicios.
- *Técnicos.* Incluye información sobre prácticas o manejos específicos como vacunaciones o tratamientos (CUADROS 11.1 y 11.2), informe de las necropsias de las aves muertas, lista de cotejo de actividades.

El valor práctico de los registros es que estos proporcionan información histórica y secuencial, la cual permite encontrar relaciones entre los procesos o variables que determinan la situación actual, así como su posible repercusión en el futuro. Los registros de parvada más utilizados en aves reproductoras se clasifican de acuerdo con la frecuencia con la que se recolectan o calculan los datos como sigue:

- *Diarios.* Se obtienen los datos relevantes para la productividad, sobre aspectos que requieren de la observación y cuidados continuos o diarios, como mortalidad, manejos, consumo de alimento, recolecciones de huevo y listas de cotejos (CUADROS 11.2 y 11.3).

- *Semanales.* Aquí pueden registrarse datos que se toman cada semana, o bien, que se resumen por semana a partir de la información recolectada diariamente como peso corporal, porcentaje de mortalidad acumulada o porcentaje de fertilidad (CUADROS 11.4, 11.5 y 11.6).
- *Finales o de parvada.* Son documentos que integran la información de los registros anteriores al final de una etapa productiva, como crianza (consumo de alimento) o producción (promedio de los huevos producidos por ave).

Normalmente los datos contenidos en los registros se anotan en hojas o páginas electrónicas que ya incluyen los datos meta para una estirpe, variedad y sexo. Debido a que estos registros presentan una gran cantidad de variables, es difícil visualizar y analizar en conjunto cómo se interrelacionan entre ellas, por lo que es común que muchos de los datos se grafiquen por medio de programas computacionales para tener un panorama general e integral de la productividad de la parvada; asimismo, es necesario incluir los valores meta para la estirpe, y compararlos con los valores obtenidos en cada parvada. Un ejemplo de este tipo de variables es la curva del porcentaje de fertilidad e incubabilidad, que puede verse afectada en ambos casos por la curva de producción (CUADRO 11.7 y FIGURA 11.1). En la actualidad existen equipos que no sólo registran la información (temperatura, peso corporal, contadores de huevo, entre otros) a través de sensores, sino también la almacenan y transfieren a programas de computadora determinados, lo cual reduce el tiempo de captura y análisis de los datos, facilita su manejo e interpretación, y ahorra mucho espacio.

Algunos ejemplos de los registros más utilizados durante la etapa de crianza y producción en las granjas de las aves reproductoras son:

- De peso corporal y crecimiento
- De uniformidad de parvada
- De mortalidad y consumo de alimento
- De producción de huevo y su clasificación
- De iluminación
- De fertilidad

Reporte de medicamentos utilizados

Parvada núm. _____ Caseta núm. _____ Machos _____ Hembras _____ Fecha de iniciación _____ Estirpe _____

[illegible]

Reporte de vacunas

Núm. de aves _____

[illegible]

CUADRO 11.3

Registro diario de mortalidad en machos

Reproductora núm. _____ Caseta núm. _____ Línea _____ Progenitora núm. _____
 Parvada _____ Edad de la progenitora _____
 Procedencia _____
 Fecha de inicio _____ Núm. de hembras _____ Promedio de peso _____

SEMANA	MORTALIDAD							TOTAL		ESTANDAR	%	
	1	2	3	4	5	6	7	SEMANAL	ACUMULADO		SEMANAL	ACUMULADO
1												
2												
3												
4												
5												
6												
7												
8												
9												
10												
11												
12												
13												
14												
15												
16												
17												
18												
19												
20												
21												
22												
23												

CUADRO 11.4

Registro diario de consumo de alimento

Reproductora núm. _____ Caseta núm. _____ Línea _____ Progenitora núm. _____
 Parvada _____ Edad de la progenitora _____
 Procedencia _____
 Fecha de inicio _____ Núm. de hembras _____ Promedio de peso _____

SEMANA	EXISTENCIA AL INICIO DE SEM	CONSUMO							TOTAL DE KG	TOTAL ACUM.	ESTÁNDAR	CONSUMO X AVE
		1	2	3	4	5	6	7				
1												
2												
3												
4												
5												
6												
7												
8												
9												
10												
11												
12												
13												
14												
15												
16												
17												
18												
19												
20												

CUADRO 11.5

Reporte semanal de producción de huevo

Parvada núm.		Caseta núm.		Machos		Hembras		Fecha de iniciación de las pollitas		Estrípe											
SEMANA DE:	EDAD	FECHA FIN DE SEMA		MORTALIDAD		PRODUCCIÓN DE HUEVO		% DE PRODUCCIÓN		PRODUCCIÓN DE HUEVO INCUBABLE				CONSUMO ALIMENTO (kg)				Piso			
		♀	♂	SEM (%)	ACUM (%)	POR SEM.	POR AVE	REAL	META	% DE HUEVO INCUBABLE	PIEZAS PRODUCIDAS		ACUM.	REAL	META	♀	♂	ACUM-LADO	♀	♂	
											TOTA	ACUM									
1									5												
2									18												
3									44												
4									68												
5									82												
6									81												
7									80												
8									79												
9									77												
10									76												
11									75												
12									74												
13									72												
14									71												
15									70												
16									69												
17									67												
18									66												
19									65												
20									64												
21									63												
22									62												
23									61												
24									60												
25									58												
26									57												

CUADRO 11.6

Registro de mortalidad y consumo de alimento

Parvada núm. _____ Caseta núm. _____ Machos _____ Hembras _____ Estirpe _____ Procedencia _____

SEMANA	MORTALIDAD				CONSUMO					
	DIA	SEMANAL	ACUMULADA	STD	% SEMANAL	% ACUMULADO	DIA	TOTAL (KG)	ACUMULADO	POR AVE
1				0.7						
2				1.1						
3				1.3						
4				1.5						
5				1.7						
6				1.9						
7				2.1						
8				2.6						
9				2.8						
10				3.6						
11				3.8						
12				4.0						
13				4.1						
14				4.3						
15				4.5						
16				4.6						
17				4.8						
18				4.9						
19				5.1						
20				5.2						
21				5.4						
22				5.5						
23				5.7						

CUADRO 11.7

Ejemplo de un registro semanal de producción hasta las 48 semanas de edad

FECHA	EDAD	MORTALIDAD			PRODUCCIÓN			NACIMIENTO		ALIMENTO		PESO		HUEVO	
		SEM	STD	ACUM	STD	H	INC.	STD	REAL	STD	GRS	STD	REAL	STD	INC. ACUM
16-oct	24	0.26	0.35	0.26	0.35	0	0	40			0.125	0.127	2420	2570	0.00
23-oct	25	0.39	0.45	0.65	0.70	3	15	0	70		0.128	0.135	2500	2730	0.03
30-oct	26	0.45	0.55	1.10	1.05	16	40	80	78		0.163	0.145	2610	2910	0.88
6-nov	27	0.50	0.35	1.60	1.40	35	57	88	84	80	0.145	0.155	2740	3100	3.02
13-nov	28	1.77	0.35	3.36	1.75	51	72	90	88	81	0.154	0.165	2990	3330	6.20
20-nov	29	0.54	0.35	3.89	2.10	62	77	92	90	86	0.162	0.168	3240	3520	10.07
27-nov	30	0.38	0.35	4.26	2.45	67	80	92	92	88	0.164	0.170	3390	3680	14.22
4-dic	31	0.34	0.35	4.59	2.80	68	81	92	94	84	0.152	0.170	3460	3810	18.45
11-dic	32	0.29	0.35	4.87	3.15	69	81	94	94	83	0.161	0.170	3650	3900	22.33
18-dic	33	0.29	0.35	5.15	3.50	70	80	94	95	85	0.161	0.170	3710	3970	27.22
25-dic	34	0.27	0.35	5.41	3.85	69	79	95	95	86	0.161	0.169	3790	4030	31.64
1-ene	35	0.26	0.35	5.65	4.20	69	78	96	95	86	0.161	0.169	3800	4080	36.03
8-ene	36	0.32	0.35	5.96	4.55	68	77	97	95	87	0.160	0.168	3850	4120	40.40
15-ene	37	0.30	0.35	6.25	4.90	67	76	96	95	86	0.160	0.168	3890	4135	44.66
22-ene	38	0.36	0.35	6.58	5.25	67	75	97	95	87	0.158	0.167	3910	4150	48.92
29-ene	39	0.22	0.35	6.79	5.60	65	74	97	96	85	0.158	0.167	4020	4165	53.05
5-feb	40	0.28	0.35	7.05	5.95	64	73	97	96	84	0.158	0.166	3910	4180	57.15
12-feb	41	0.27	0.35	7.30	6.30	64	72	97	96	82	0.156	0.166	4020	4195	61.21
19-feb	42	0.21	0.35	7.50	6.65	64	71	98	96	82	0.157	0.165	4030	4210	65.26
26-feb	43	0.25	0.35	7.73	7.00	62	70	98	96	84	0.156	0.165	4050	4225	69.16
5-mar	44	0.26	0.35	7.97	7.35	61	69	98	96	86	0.156	0.164	4080	4270	73.00
12-mar	45	0.29	0.35	8.24	7.70	59	68	98	96	82	0.155	0.164	4150	4285	76.72
19-mar	46	0.29	0.35	8.50	8.05	60	67	96	96	#DN/01	0.154	0.163	4210	4300	80.48
26-mar	47	0.20	0.35	8.69	8.40	59	66	98	96	#DN/01	0.153	0.163	4290	4315	84.15
2-abr	48	0.18	0.35	8.85	8.75	58	65	98	96	#DN/01	0.152	0.162	4300	4330	87.73
9-abr	49	0.07	0.35	8.91	9.10	16	64	98	96	#DN/01	0.043	0.162	4350	4345	109.37

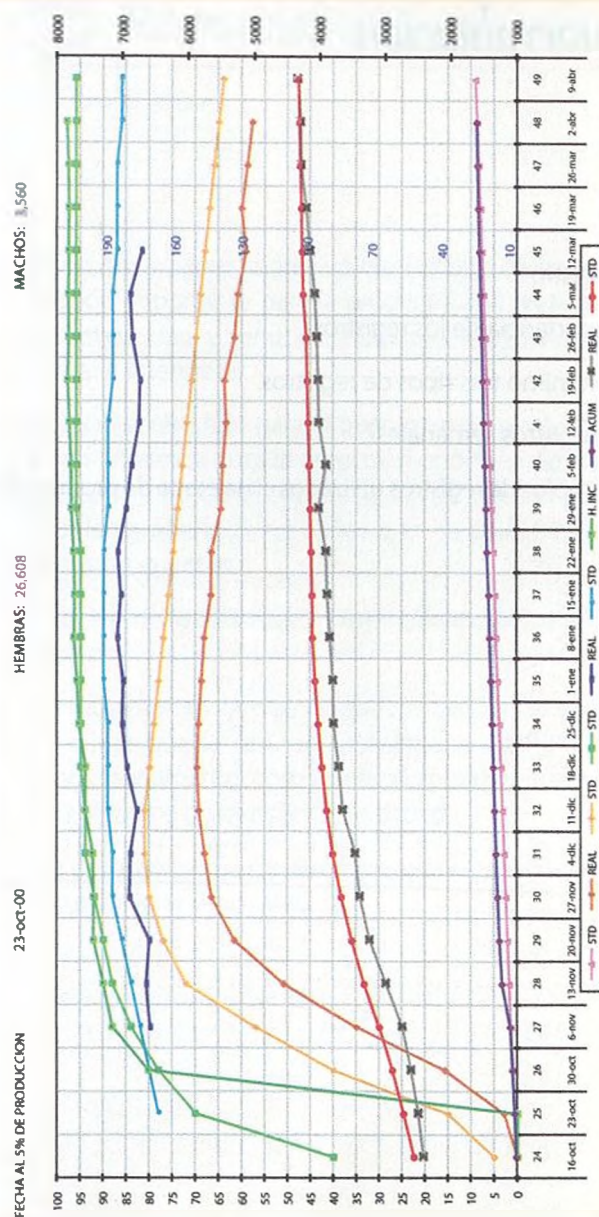


FIGURA 11.1. Gráfica del ejemplo del registro semanal de producción hasta las 48 semanas de edad*

Porcentaje de incubabilidad real, en verde oscuro, e incubabilidad meta, en verde claro.

Porcentaje de fertilidad real, en azul oscuro, y fertilidad meta, en azul claro.

Producción real de huevo, en color café, y producción estándar, en naranja.

Porcentaje de mortalidad acumulada real, en morado, y meta, en rosa.

Peso corporal real, en gris, y meta, en rojo.





Autoevaluación

1. ¿Qué es un registro?
2. ¿Cuál es la importancia de los registros?
3. Enliste como mínimo tres tipos de registros.
4. ¿Qué son los registros semanales?
5. Enliste dos ejemplos de registros utilizados en la etapa de producción.



Respuestas

1. Es un documento, o archivo electrónico, donde se almacena información importante para la productividad de la empresa, de forma resumida, clara y veraz, de modo que la información sea fácil de localizar e interpretar.
2. Son indispensables para el buen manejo productivo de la empresa, y son referencia para la detección oportuna de errores; mediante la evaluación de los resultados se toman decisiones para controlar un problema, aminorar sus daños o, en su caso, prevenirlo en las parvas subsiguientes.
3. Financieros, operativos e inventariales, personales, regulatorios y técnicos.
4. Son aquellos en los que se registran datos que se toman cada semana, o bien que se resumen por semana a partir de los datos recolectados diariamente, como peso corporal, porcentaje de mortalidad acumulada o porcentaje de fertilidad.
5. De peso, consumo de alimento, producción de huevo, iluminación, incubabilidad y fertilidad.



Literatura consultada

- Bell D, Weaver W. Commercial chicken meat and egg production. 5ª ed. EUA: Kluwer Academic Publishers, 2002.
- Quintana JA. Avitecnia. Manejo de la aves domésticas más comunes. 3ª ed. México: Trillas, 1999.
- Hubbard LLC. Guía de manejo: reproductoras clásicas. Walpole (EUA): Hubbard LLC, 2005.
- Ross 308. Manual de manejo de la reproductora. Huntsville (EUA): Ross 308, 2001.
- Hybro BV. Technical information on PG+ Breeders. Boxmeer (Netherlands): Hybro BV, 2004.



CAPÍTULO XII

Bioseguridad

María Elena Rubio García

INTRODUCCIÓN

Independientemente del objetivo que persiga cada explotación avícola, es fundamental llevar a cabo un programa de bioseguridad. El término bioseguridad (*bios* = vida seguridad = protección), es el conjunto de medidas de manejo, sanitarias y profilácticas que, implementadas y usadas de forma correcta y permanente, previenen o impiden el ingreso, diseminación y salida de agentes infectocontagiosos en los planteles avícolas.

En cualquier sistema de producción es necesario prevenir las enfermedades presentes en la zona, por lo cual es de vital importancia reducir al máximo la exposición de las aves reproductoras a los principales agentes infecciosos que las afectan y que se transmiten verticalmente a la progenie, ya que tendrán efectos negativos en los diferentes estadios de su desarrollo, la producción de huevo fértil, el porcentaje de fertilidad e incubabilidad o la calidad de los pollitos que nazcan de estas aves, y por consiguiente, causen una disminución en las ganancias de la empresa productora de huevo fértil y de la planta incubadora.

El propósito primordial al establecer un programa de bioseguridad es controlar las poblaciones de microorganismos patógenos que se encuentran en el medio ambiente e instalaciones de la granja, como las superficies de las casetas, nacedoras, incubadoras y hasta en el aire de alrededor

de las aves. Para poner en marcha un programa, es necesario contar con personal capacitado que conozca perfectamente el porqué y para qué se realiza este, y asegurarse de su ejecución. Desde luego, todas las acciones proyectadas deben ser medidas y evaluadas dentro de un lapso determinado, para que el personal constate su importancia y, consecuentemente, se lleve a cabo el seguimiento y supervisión del programa.

12.1 BIOSEGURIDAD EN GRANJAS DE REPRODUCTORAS

Los principales aspectos que deben considerarse son:

Ubicación y aislamiento de la granja

El aislamiento está determinado por la ubicación propia de cada instalación, generalmente se busca estar lejos de otras granjas, centros urbanos y plantas de procesamiento, pero aun así, contar con vías de comunicación adecuadas que permitan el acceso de los materiales e insumos necesarios para su correcto funcionamiento.

La granja tiene que estar delimitada por una barda perimetral de seguridad que impida la entrada de vehículos, personal y material no autorizados. Todo material ingresará mediante una ruta o vía de acceso que comunique el exterior con el interior, previa desinfección. También se recomienda colocar silos en la periferia de la granja para que el camión tolva, proveniente de la planta de alimentos, entregue ahí la carga, lo cual disminuirá los riesgos de contaminación. La distribución interna se hará por medio de un vehículo propio que no saldrá de las instalaciones. De forma similar, es muy conveniente contar con un sistema de recepción de gas en la parte exterior de la granja.

Dentro de la granja deben delimitarse las áreas limpias, intermedias y sucias.

Las áreas limpias son todas aquellas que no tienen ningún contacto directo con el exterior, como las casetas, planta incubadora y demás instalaciones del personal. El área intermedia generalmente se localiza en la entrada principal de la granja (el sitio por donde pasará todo el personal o los vehículos necesarios); ésta debe contar con regaderas de uso

obligatorio. El área sucia se considera todo aquello que está más allá del perímetro exterior de la empresa.

Baños

El personal tendrá que bañarse antes de ingresar a la granja; dejar su ropa y calzado en el área destinada para ello, localizada antes de la entrada de las regaderas; después del baño, se vestirá con ropa y calzado propios de la granja. La ropa utilizada por el personal se lava en la lavandería de la granja, que estará ubicada en un cuarto contiguo a los baños.

Casetas

Deben brindar el máximo confort a las aves, contarán con piso de concreto y muros de ladrillo y cemento con terminados fáciles de lavar. Las mallas tendrán una abertura adecuada para permitir la ventilación, pero evitar la entrada de los pájaros. Alrededor de las casetas se procurará un área libre de maleza, de 10 metros como mínimo, para favorecer la ventilación y reducir la presencia de vectores. Para la desinfección del calzado, a la entrada de cada caseta se coloca un tapete sanitario protegido de los rayos solares, al que rutinariamente se le cambiará la solución desinfectante.

El sistema de explotación recomendado es todo dentro-todo fuera; por tanto, se manejan aves de una sola edad.

Alimento

Se elabora en una planta de alimentos, donde todas las materias primas son analizadas en cuanto a su calidad nutricional, sanitaria y ausencia de toxicidad; por ejemplo, se determina el porcentaje de digestibilidad y la ausencia de agentes patógenos, como *Salmonella*, o de agentes tóxicos, como micotoxinas y aminos biogénicas. Es indispensable que las dietas sean balanceadas por un nutriólogo para que cubran todos los requerimientos nutricionales, para garantizar la salud y productividad de la parvada.

Agua

El agua es un componente esencial de todas las células y, por lo tanto, de todo ser vivo; es el medio universal donde se realizan los cambios quí-

micos corporales, además de que sirve como transportador y facilita la digestión y la respiración, de tal manera que resulta indispensable contar con agua de calidad: potable, limpia, fresca, sin olor, sabor o sedimentos, sin organismos patógenos y de dureza adecuada.

La calidad del agua puede medirse bajo tres criterios:

- a) Criterio físico. Se determina por características como color, sabor, olor, turbidez y temperatura.
- b) Criterio químico. Incluye factores como pH, dureza y porcentaje de algunos elementos como nitritos, sulfatos, amoníaco, pesticidas, hierro, manganeso, potasio y cloro. La composición química del agua afecta la condición sanitaria del intestino.

El pH del agua deberá tener valores entre 6.8 y 7.5; las aguas que contienen niveles excesivos de calcio y magnesio se clasifican como duras. Con niveles menores de 50 ppm se consideran blandas, y aquellos superiores a 180 corresponden a aguas muy duras. Algunos medicamentos que se administran a las aves no pueden solubilizarse en aguas muy duras.

- c) Criterio bacteriológico. Consiste en determinar el nivel de contaminación bacteriana mediante la identificación y conteo de coliformes (microorganismos aerobios o anaerobios no esporógenos, gramnegativos, que fermenten el caldo lactosado con producción de gas). La cantidad mínima es de 100 ml de agua; ésta debe recolectarse en un frasco estéril, ser representativa de la fuente de abastecimiento, mantenerse en refrigeración y analizarse dentro de las tres horas siguientes a la recolección. Si la muestra es colectada de agua clorada, deberá agregarse al recipiente esterilizado 0.1 ml de solución de tiosulfato de sodio al 10%, para inactivar la acción del cloro que contenga el agua.

Algunas de las técnicas microbiológicas más utilizadas son:

- *Prueba de filtro.* Esta se utiliza para descartar la contaminación con materia fecal y no debe haber más de 20 coliformes por litro de muestra.
- *Cuenta en placa.* Evalúa el tratamiento de potabilización del agua mediante la siembra en agar nutritivo e incubación por 24 h a 37

°C; después de este periodo, el número máximo permitido es de 200 bacterias por mililitro.

- **Siembra en gelatina nutritiva.** El agua debe estar libre de bacterias licuantes de la gelatina, cromógenas o fétidas que afecten las características organolépticas del agua o formen precipitados insolubles que puedan tapar los conductos hidráulicos.

Por lo anterior se recomienda:

1. Revisar frecuentemente la posible presencia de pesticidas o bacterias.
2. Clorar con hipoclorito de sodio o calcio en un rango de 3 a 5 ppm y supervisar la dosis de manera frecuente. La cloración del agua es importante para mantenerla libre de contaminantes microbianos y reducir la transmisión de enfermedades a través de las cañerías, controlar la diseminación de *Salmonella* y *E. coli*, remover algas y microorganismos de los estanques, conductos y bebederos; además de transformar elementos dañinos como nitritos y hierro. Las aves con acceso al agua clorada presentan mejor condición intestinal, lo que les permite absorber de manera eficiente los alimentos.
3. Bebederos. Asegurarse de que la cantidad de éstos sea suficiente, estén bien distribuidos y limpios y el tipo elegido sea el adecuado para el clima y manejo de cada parvada. Los bebederos abiertos permiten mayor disipación del cloro, principalmente en climas cálidos, por tanto, en ellos se recomienda usar concentraciones ligeramente mayores de éste.
4. Depósitos. Cerciorarse de que éstos y la tubería se mantengan limpios; toda materia orgánica debe ser removida. De igual forma, los depósitos deben mantenerse cerrados para evitar la contaminación con polvo, animales u otra fuente de contaminación ambiental.
5. Evitar los residuos de vacunas, antibióticos y vitaminas en el agua que puedan disminuir la efectividad del cloro, mediante el lavado de la tubería y del tinaco al final de cada tratamiento y ciclo productivo.

Manejo

El propósito de toda operación de aves reproductoras es obtener el mayor número de huevo incubable y pollitos de primera calidad al costo más bajo

posible. Para lograrlo, es necesario producir suficiente número de huevos fértiles de excelente calidad y manejarlos adecuadamente para que la incubabilidad se mantenga en un nivel óptimo. El proceso de recolección de huevo y envío a la planta incubadora requieren un cuidadoso manejo.

Como primer paso, se tomarán las medidas necesarias para prevenir la presencia de las enfermedades que se transmiten a la progenie y las que afectan la calidad del huevo, como son: bronquitis, Newcastle, pasteurelosis, micoplasmosis y síndrome de baja de postura; asimismo, se evitará al máximo todo tipo de estrés durante el periodo de producción, particularmente el ocasionado por calor excesivo, que repercute directamente en el tamaño del huevo y la calidad del cascarón.

Por otra parte, y con el propósito de mantener un ambiente más higiénico, se debe prestar atención a los siguientes factores:

1. Piso de la caseta. Para parvadas en producción se recomienda piso de rejilla o *slatts*; de no contar con éste, sobre el piso se debe colocar material de cama de buena calidad y mantenerla en condiciones pertinentes. Una dieta balanceada previene la producción de heces muy húmedas que afectan la higiene del piso.
2. Agua. Usar agua potable, tanto en los sistemas de enfriamiento (aspersores o paneles), como en los bebederos, asegurándose de que funcionen adecuadamente para que no mojen el piso, y con esto las aves ensucian los nidos.
3. Aire. Implementar un flujo de aire adecuado, que además de refrescar a las aves, elimine el aire contaminado de la caseta.
4. Prevenir la postura en piso. Los huevos contaminados en el piso pierden incubabilidad y producen mayor cantidad de pollitos de calidad inferior: poco uniformes o de segunda categoría.
5. Higiene de los nidos. El primer contacto que tiene el huevo es con el material que forma la cama del nido, por lo que ésta debe ser de buena calidad, que se logra mediante lo siguiente:
 - a) Monitoreo bacteriológico de los niveles de contaminación del huevo. Vigilar la calidad del material desde el punto de origen hasta la granja, en la cual el nido deberá mantenerse seco y lim-

- pio. Se recomienda monitorear al menos mensualmente su nivel de contaminación.
- b)** Los nidos siempre deben estar limpios y rellenos de material hasta en dos terceras partes de su capacidad; el material debe renovarse completamente y desinfectarse cada semana. En nidos donde la recolección de huevo es automática se usan tapetes plásticos, que deben sacudirse todos los días y cambiarse frecuentemente.
 - c)** Cerrar los nidos por las noches para evitar que las gallinas duerman en ellos y los ensucien; sin embargo, el sistema debe garantizar que éstos se abran por las mañanas, antes de que se inicie la postura.
 - d)** El principal contaminante de los nidos son las patas de las gallinas, por lo cual hay que procurar que las aves estén sanas y lo más limpias posible. Los nidos y rejillas en mal estado causan heridas en las patas, las cuales producen contaminación.
 - e)** Mantener los nidos bien ventilados y evitar que las aves perchen en ellos.
- 6.** Recolección del huevo. El personal encargado debe proceder cuidadosamente, a conciencia y acatar las siguientes medidas:
- a)** Recolectar los huevos de cuatro a seis veces al día, sobre todo durante la mañana, cuando casi 75% de los huevos son puestos; el número de recolecciones debe incrementarse particularmente bajo condiciones de alta temperatura o cuando la parvaca esté en su porcentaje de producción mayor.
 - b)** Puede usarse un monorriel a lo largo de la caseta para facilitar la recolección.
 - c)** Lavarse y desinfectarse las manos antes de recolectar los huevos; el uso de guantes de látex para esta actividad disminuye la contaminación.
 - d)** No mezclar huevos de nido con huevos de piso; estos últimos deben recolectarse al final.
 - e)** Recolectar los huevos en bandejas o rejillas de plástico limpias y desinfectadas. Si se usan bandejas de cartón, desecharlas después de su uso.

- f) No incubar huevos de piso.
 - g) Nunca lijar o limpiar los huevos con trapo.
 - h) No recoger las aves muertas ni el huevo no apto para incubar o de piso, al mismo tiempo que se recolectan los huevos incubables.
 - i) Utilizar mano de obra capacitada.
7. Almacenamiento del huevo: Debe realizarse a 18 °C con 75 a 80% de humedad relativa; en esta etapa hay que evitar que los huevos se humedezcan. Es necesario limpiar y desinfectar completamente el área cada vez que los huevos son enviados a la planta de incubación, y quede vacía; no se debe almacenar aquí ningún otro material ni utilizarla como bodega.
 8. Desinfección de huevos: El orden más lógico es desinfectarlos a medida que son recolectados. Una vez hecho esto, es necesario asegurarse de que los huevos sólo estén en contacto con equipos y superficies limpias.

Restricciones al personal

Las personas que trabajan en la empresa no deberán tener en casa ningún tipo de ave. Además, es necesario brindarles cursos de capacitación en bioseguridad.

El médico veterinario no visitará granjas de diversas empresas en un mismo día. Cuando se revisan diferentes parvadas, se inicia por las de menor edad, y en caso de encontrar un problema de tipo infeccioso, no se continúa con la visita a otros lotes. Se toman de inmediato las medidas necesarias para controlar el caso, confirmar el diagnóstico y dar aviso a las personas que corresponda o a la gerencia.

Evitar la entrada del personal ajeno a las instalaciones de la granja y especificar un lugar dentro de ésta para que los trabajadores de diferentes casetas se desplacen cuando se lleve a cabo una junta, capacitación o reunión con otro propósito determinado.

Asignar un área adecuada dentro de la granja para que el personal tome sus alimentos; éstos deberán ser preparados fuera de la granja e ingresarlos en recipientes sellados a través de un proceso de fumigación,

o bien los alimentos serán proporcionados en la granja, en el horario y lugar asignado.

Limpieza y desinfección

La limpieza y desinfección posterior a la salida de una parvada, el descanso de las instalaciones despobladas y la preparación de estas para la siguiente parvada, son de gran importancia en un programa de bioseguridad. Las etapas que hay que considerar son las siguientes:

- Despoblación.
- Eliminación de todo residuo de alimento del lote despoblado.
- Ejecución de programas de control para roedores e insectos.
- Sacar la cama y llevarla a un lugar alejado de la granja para su utilización como abono, los camiones donde se transporta deben ir cubiertos con una lona.
- Desmontar, lavar y desinfectar todo el equipo removible de la caseta.
- Lavar con agua a presión y detergente todo el equipo no removible: techos, paredes, cortinas y pisos.
- Lavar y desinfectar todo el sistema de alimentación.
- Hacer las reparaciones necesarias en la caseta y en el equipo.
- Reinstalar el equipo limpio.
- Desinfectar el equipo y la caseta ya limpios.
- Colocar nuevo material para cama.
- Descansar la caseta sin aves por lo menos 15 días.

Programas de vacunación

El propósito de la vacunación es proteger a la parvada contra posibles enfermedades. El control de enfermedades es más efectivo cuando se crían lotes de una misma edad. En granjas con edades múltiples el desafío de virus y bacterias es permanente y puede sobrepasar la protección conferida por la vacunación. La clave para desarrollar un buen programa de vacunación en reproductoras, es enfocar ésta, en primer lugar, a proteger a las aves y, en segundo plano, a conseguir un buen nivel de anticuerpos en ellas, de modo que su progenie también quede protegida.

Algunas de las enfermedades más comunes que afectan a las aves reproductoras y a su progenie son las siguientes:

- Enfermedades que afectan básicamente a las reproductoras, como el síndrome de baja de postura.
- Enfermedades que pueden afectar a la reproductora y a la progenie, como infección de la bolsa de Fabricio, leucosis, reovirus, micoplasmosis y salmonelosis.
- Enfermedades que no siempre afectan a las reproductoras en edad adulta, pero pueden transmitirse a la progenie, como anemia infecciosa.

Una vez establecidos los objetivos del programa de vacunación, se determina el tipo de vacuna, frecuencia y vía de administración y se vigila siempre la habilidad del personal a cargo de su ejecución. Hay que tener presente que las vacunas sólo se administrarán a las aves sanas, causándoles el menor estrés posible.

Se debe desarrollar un programa de monitoreo serológico, con el objetivo de verificar los niveles de anticuerpos y poder evaluar el programa de vacunación; diferenciar una respuesta posvacunal de un brote, o programar la siguiente vacunación. Los cambios en los calendarios de vacunación se apoyan en los resultados serológicos, enfermedades existentes en la zona y granja, condiciones climáticas, vacunas aplicadas simultáneamente, vías de administración, cepas utilizadas, así como en la experiencia y criterio del médico veterinario. La introducción de cepas variantes, incluso vacunales, proporciona gran cantidad de material genético, que los virus pueden aprovechar para su mutación.

Finalmente, hay que recordar que una correcta aplicación de vacunas en aves reproductoras estimulará niveles altos y uniformes de anticuerpos específicos, los cuales serán transferidos a la progenie.

12.2 BIOSEGURIDAD EN LA PLANTA INCUBADORA

A causa de que en la planta incubadora se genera gran cantidad de calor y humedad, se crea un ambiente ideal para la reproducción acelerada de microorganismos; por otra parte, se debe tener en cuenta que la calidad del

cascarón se deteriora conforme avanza la edad de la gallina reproductora, haciendo el huevo más susceptible a contaminaciones, por lo que, en este sitio, el programa de bioseguridad debe reforzarse particularmente.

Muchas contaminaciones se pueden minimizar mediante las siguientes medidas generales de bioseguridad que se mencionan a continuación:

- Aislamiento de la planta de otras instalaciones o granjas avícolas y zonas pobladas.
- Buena planeación del edificio, donde todo el material de construcción e instalaciones de la planta se seleccione para facilitar un buen lavado y adecuada desinfección.
- La planta debe estar dividida en áreas, salas o cuartos con manejos y ventilación independientes. Para prevenir el intercambio con organismos patógenos de las áreas adyacentes se colocarán filtros y se manejará presión positiva en las áreas limpias y presión negativa en las áreas sucias.
- Se mantendrá un control de tráfico con flujo unidireccional del personal, el equipo y el huevo, para reducir el riesgo de contaminaciones.
- El personal deberá bañarse y cambiarse la ropa y el calzado por los propios de la planta incubadora.
- Manejo adecuado de los desechos de la planta incubadora; algunas opciones pueden ser el envío a plantas de rendimiento, el uso de un biodigestor o la elaboración de composta.
- También será necesario el lavado riguroso de las instalaciones y equipo, así como el uso de desinfectantes específicos para agentes potencialmente patógenos en el embrión o los pollitos recién nacidos.
- El programa de lavado debe entenderse como la acción de quitar de las instalaciones y del equipo la suciedad, y es de vital importancia porque éste es el único proceso que realmente reduce al máximo el microbismo ambiental.
- El proceso de desinfección se realiza después del programa de lavado y consiste en la aplicación de un desinfectante sobre las superficies limpias; se procede siempre de arriba abajo y de atrás hacia adelante; no obstante, hay que considerar las propiedades de los des-

infectantes. La elección del desinfectante debe hacerse a la par del desarrollo de un programa de evaluación de su efectividad.

Propiedades del desinfectante ideal:

- Amplio espectro bactericida, viricida y fungicida
- Económico
- Poco irritante y no corrosivo
- De olor agradable o sin olor
- Atóxico
- Químicamente estable
- Penetrante en cavidades y grietas
- Biodegradable

Su eficacia depende de varios factores, como la limpieza adecuada previa y tener en cuenta la temperatura ambiente y las características del material de construcción, entre otros (CUADRO 12.1).

El momento de mayor contaminación y, por lo tanto, cuando la limpieza cobra mayor importancia, es después de un nacimiento, ya que durante éste el pollito libera gran cantidad de materia orgánica y ésta reducirá en menor o mayor grado la eficacia de los desinfectantes. Dentro de los diferentes manejos y métodos para administrarlos se encuentran la desinfección de superficies y aplicación de fumigaciones y nebulizaciones.

■ Desinfección del huevo fértil

El desinfectante debe aplicarse a la temperatura más cercana posible a la del huevo, independientemente del método que se emplee. De igual forma, se recomienda aplicarlo inmediatamente después de la recolección y antes de que el huevo se enfríe, debido a que es en ese momento cuando se absorben los microorganismos de la superficie del cascarón. Esta práctica reduce la posibilidad de que el cascarón lleve sobre su superficie microorganismos patógenos a la planta de incubación. Sin embargo, lo ideal es no tener la necesidad de hacer la desinfección del huevo fértil, sino tener un adecuado manejo de bebederos, nidales, recolección y almacenamiento.

CUADRO 12.1*Principales desinfectantes utilizados en avicultura*

DESINFECTANTES	PROPIEDADES	COMENTARIOS
Detergentes aniónicos (jabones)	Ayuda a eliminar bacterias y residuos de la superficie de un cuerpo. No posee acción antibacteriana definida.	Necesitan ayuda de antibacterianos más enérgicos. Efecto principal emulsificante de grasas, por lo que deben enjuagarse abundantemente.
Fenólicos	Bactericidas y viricidas en algunos casos (virus lipofílicos). Baja tolerancia a la materia orgánica.	Dañan al medio ambiente y pueden ser tóxicos.
Organoclorados (cloraminas y dicloisocianurato de sodio)	La materia orgánica los inactiva, en el agua producen cloro libre.	Requieren tiempos prolongados de contacto con las superficies.
Yodóforos	Actúan rápidamente sobre bacterias, liberan yodo libre en el agua.	Viricidas, atóxicos, no corrosivos, producen manchas.
Aldehídos (formaldehído y glutaraldehído)	Se pueden usar en forma líquida o gaseosa. Actividad antimicrobiana de amplio espectro.	Sumamente tóxicos para el hombre
Cuaternarios de amonio	Amplio espectro, propiedades detergentes.	No corrosivos, tienden a formar espuma, muy efectivos en conjunto con los glutaraldehídos.
Ácidos orgánicos	Antimicrobianos por reducción de pH a menos de 4.5	Desinfectantes efectivos del agua y no corrosivos.
Imidazoles antifúngicos (imazalil y enilconazol)	Fugiestáticos o fungicidas de acuerdo con la concentración.	Se usa en superficies, equipo, sistema de ventilación y en humo durante el almacenamiento del huevo o el nacimiento del pollo.

■ **Desinfección de superficies**

Después de cada nacimiento, las bandejas y los carritos se lavan y desinfectan, ya que el proceso de nacimiento de las aves genera gran cantidad de bacterias. Las paredes y pisos se lavan y desinfectan.

tan constantemente, el techo también es importante, debido a que el aire caliente sube y lleva consigo hongos y bacterias.

■ **Fumigaciones o nebulizaciones.**

Se realiza diariamente para eliminar bacterias y hongos que puedan estar en el aire, esto reduce la contaminación de huevos y pollitos recién nacidos. Se fumiga cada cuarto de la incubadora y a los camiones que transportan, tanto huevo, como pollitos.

Además, se recomienda el uso de tapetes sanitarios para el calzado, que deberá desinfectarse a la entrada y la salida de todas las salas o áreas.

Asimismo, todo vehículo que transporte huevo o pollito debe ser lavado y desinfectado entre cada carga o grupo.

La mejor manera para monitorear la efectividad de la desinfección es mediante el muestreo ambiental y de las superficies; no obstante, se debe recordar que este método no detecta virus. Las áreas y superficies que generalmente se muestrean son:

- Drenajes en el piso y fosas.
- Uniones y fisuras en piso y paredes.
- Condensaciones de agua en tuberías y equipo, así como en el sistema de secado y aire acondicionado.
- Tapetes sanitarios y la superficie debajo de ellos.
- Recubrimientos de tuberías y áreas en el techo que se humedecen.
- Áreas sucias de estacionamiento y tráfico intenso.
- Materiales del sistema de ventilación.
- Transportadores y cadenas en rampas.

Los tres métodos más comúnmente usados para la evaluación de superficies son:

- a) **Contacto directo.** Se realiza con platos de agar, hisopo de contacto y esponja de celulosa.

El método con platos de agar consiste en usar cajas de Petri con medios de cultivo generales (no selectivos), los cuáles rebasan ligeramente la orilla del plato. Esta parte del agar se pone en contacto directo con la superficie que se va a evaluar y entonces se incuba.

El método por hisopo de contacto es, sin duda, el más recomendado para superficies irregulares, ásperas y en general difíciles de muestrear. Consiste en pasar sobre estas superficies el hisopo estéril húmedo, el cual, posteriormente, será depositado en medio de cultivo líquido; se realizarán diluciones para su posterior cultivo en cajas de Petri con medios selectivos o simples.

La esponja de celulosa se emplea para hacer muestreo de grandes superficies, se pasa vigorosamente sobre la superficie hasta remover toda la suciedad.

- b) Lavado de superficies. Se usa únicamente cuando se recupera toda la solución de lavado, no es tan eficiente como el empleo del hisopo.
- c) Muestreo de aire. Debido a la gran cantidad de aire que circula en la planta de incubación, la calidad microbiológica de éste es muy importante. Generalmente se usan platos de agar con medios de cultivo de acuerdo con el agente que se desee aislar, los cuáles se colocan en las áreas que se pretende evaluar; después de un tiempo se tapan y se incuban. El principio básico es muestrear en función del volumen de aire y no por el tiempo de exposición. Actualmente existe una metodología para realizar un muestreo volumétrico de forma más precisa, que puede simular la respiración, mediante un equipo tubular con secciones que tienen filtros de diferente tamaño y un espacio para colocar una caja de agar; de esta forma se pueden aislar agentes potencialmente patógenos que son aerotransportados, y conocer las cantidades de colonias por volumen de aire y tiempo de exposición.

De acuerdo con Gentry (1979), el grado de contaminación del plumnón se puede determinar de acuerdo con la cantidad de unidades formadoras de colonia por 1 gramo de muestra (UFC/g). La cuenta general es baja, con cantidades menores de 25 000; moderada, de 25 000 a 50 000, y muy contaminada, con mayores de 50 000 UFC.

Recientemente se ha desarrollando la técnica de bioluminiscencia; ésta mide el ATP, material presente en organismos vivos y muertos; no obstante, su detección solamente indica la presencia de material orgánico, el

cual facilita el crecimiento de las bacterias. Otra gran ventaja que presenta es que los resultados se obtienen en dos minutos, lo que permite limpiar de nuevo la superficie en caso de una carga alta de materia orgánica.

Envío de pollitos

El camión donde se enviarán los pollitos se considera una extensión de la incubadora por lo cual debe incluirse en los sistemas de limpieza y desinfección. Éste se lava y desinfecta por dentro y por fuera cada vez que regresa de una entrega en granja; esta actividad se realiza de preferencia lejos del edificio principal de la planta incubadora. Una vez lavado y desinfectado el camión, se cierra y se mantiene listo para la siguiente entrega.

En conclusión, la clave para un adecuado programa de bioseguridad es considerarlo como un manejo que involucra tanto la reproducción como la incubación. Para llevarlo a cabo es necesario instaurar programas de capacitación del personal y adecuar las actividades que se requieran, para prevenir situaciones que afecten la calidad del pollito.



Autoevaluación

1. Defina el concepto de bioseguridad.
2. Mencione las características de un adecuado aislamiento de la granja de reproductores y por qué es importante.
3. Indique tres criterios para la evaluación de la calidad del agua.
4. Mencione al menos tres factores que afectan el proceso de cloración del agua.
5. Describa las medidas generales para el cuidado sanitario de los nidos.
6. ¿De qué factores depende la eficacia de la desinfección?
7. Explique en qué consiste el método de contacto directo para la evaluación de superficies en las plantas incubadoras.



Respuestas

1. Es el diseño de medidas de manejo y sanitarias, cuyo fin es proveer a las aves de un medio óptimo para su desarrollo, así como evitar en lo posible su interacción con agentes infecciosos y depredadores naturales que afecten su salud y productividad.
2. El aislamiento está determinado por la ubicación propia de cada instalación, generalmente se busca estar lejos de otras granjas, centro urbanos y rastros y, por lo tanto, reducir el riesgo de contaminaciones cruzadas.
3.
 - Criterio químico. Incluye factores como pH (6.8 a 7.5), dureza y porcentaje de algunos elementos como nitritos, sulfatos, amoníaco, pesticidas, hierro, manganeso, potasio y cloro. La composición química del agua afecta la condición sanitaria del intestino.
 - Criterio físico. Se evalúa por características como color, sabor, olor, turbidez y temperatura.
 - Criterio bacteriológico. En éste se determina el nivel de contaminación bacteriana mediante la identificación y conteo total de microorganismos por unidad de muestreo.
4.
 - Mayor disipación del cloro en bebederos abiertos.
 - Proteger los depósitos de la acción directa del sol, ya que reduce la efectividad del cloro.
 - Residuos de vacunas, antibióticos y vitaminas en el agua, que puedan disminuir la efectividad del cloro.

5. Monitorear bacteriológicamente los niveles de contaminación, vigilar la calidad del material para la cama del nido, mantener limpios los nidos y con cama a dos tercios de su capacidad, así como cambiar el material de nido cada semana y agregar de 30 a 40 g de paraformaldehído en polvo. Si los nidos son automáticos, sacudir los tapetes diariamente y cambiarlos con frecuencia. Cerrar los nidos durante la noche, favorecer la limpieza y salud de las patas de las reproductoras y evitar que éstas perchen sobre los nidos.
6. Que la dosificación sea la correcta, limpieza adecuada previa y tener en cuenta la temperatura ambiente y las características del material de construcción, entre otros.
7. Contacto directo. Se realiza con platos de agar, hisopo de contacto y esponja de celulosa.

El método con platos de agar consiste en usar cajas de Petri con medios de cultivo generales (no selectivos), los cuáles rebasan ligeramente la orilla del plato; esta parte del agar se pone en contacto directo con la superficie que se va a evaluar y se incuba.

El método por hisopo de contacto es, sin duda, el más recomendado para superficies irregulares, ásperas y en general difíciles para hacer un muestreo. Consiste en pasar sobre estas superficies el hisopo estéril húmedo, el cual posteriormente será depositado en medio de cultivo líquido; se realizan diluciones para su posterior cultivo en cajas de Petri con medios selectivos o simples.

La esponja de celulosa se emplea para hacer un muestreo de grandes superficies; se pasa vigorosamente sobre la superficie hasta remover toda la suciedad.



Literatura consultada

- Board C. Generalidades sobre el control de ciertas enfermedades aviares. *Tecnología Avipecuaria* 1996; 103: 29-33.
- Cardona JC. Biosecurity on chicken farms. En: Bell DD, Weaver WD. *Commercial chicken meat and egg production*. 5ª ed. Norwell, MA: Kluwer Academic Publishers, 2002: 543-556.
- Gentry RF, Quarles CL. The measurement of bacterial contamination on egg shells. *Poultry Science* 1972; 51: 930-933.
- Gentry RF. Higiene y manejo del huevo para incubar. *Memorias del ciclo de conferencias "Importancia de la Incubación en la producción avícola"* México (DF), septiembre de 1979. Asociación Nacional de Especialistas en Ciencias Avícolas, 1979.
- Lombardi D. Eficacia de la vacunas aviares. *Tecnología Avipecuaria* 1996; 98: 28-32.
- Lucio B. Generalidades sobre algunos agentes inmunosupresores. *Tecnología Avipecuaria* 1998; 127: 20-22.
- Marcy J, Scott T. Desinfección, desinfectantes y programas de desinfección. *Tecnología Avipecuaria* 1996; 101: 43-46.
- Melherhof R. Efecto del transporte en huevos fértiles y pollitos. *Avicultura Profesional* 1998; 16(3): 18-20.
- Monrroy GM. Principios básicos sobre bioseguridad. *Memorias III Jornada Médico Avícola*; México, 12-14 agosto. 1992. México (DF): UNAM-FMVZ, 1992: 141-143.
- Mosqueda TA. Bioseguridad: base de la eficiencia en la avicultura; *Memorias II Jornada Médico Avícola*, 19-23 agosto 1991. México (DF): UNAM-FMVZ 1991: 19-23.

- Nillipur, AH. Agua: El nutriente más importante. *Avicultura Profesional* 1998;16(3): 35-36.
- Rivera O. Curso Bioseguridad en la Industria Avícola. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria* 2008; IX (2): 1695-7504.
- Bermudez AJ. Principles of disease prevention: Diagnosis and control. En: Saif YM, Fadly AM, Glisson JR, McDougald LR, Nolan LK, Swayne DE. *Diseases of poultry*. 12ª ed. Ames, Iowa: Blackwell Publishing 2008: 3-42.
- Saxena HC. El agua, factor nutricional para maximizar la producción en aves. *Tecnología Avípecuaria* 1995; 94: 13-16.
- Stuart H, Nuñez HM. Programas de bioseguridad la mejor inversión. *Tecnología Avípecuaria* 1996; 101: 22-23.
- Valle R. Manejo de huevos fértiles a nivel granja. *Avicultura Profesional* 1996;14(/): 36-40.
- Wilson JL, Wineland MJ. Nidos mecánicos para reproductoras. *Avicultura Profesional* 1996; 14(8): 14-16.
- Butcher GD, Nilipour AH. Online management of hatching eggs and broiler performance. *Veterinary Medicine-Large Animal Clinical Sciences Department, Library of Institute of Food and Agricultural Science Extension, University of Florida*, 2009. Disponible en: <http://edis.ifas.ufl.edu>.



A P Í T U L O XIII

Inmunidad materna

Gabriela Gómez Verduzco

El objetivo principal de las acciones de defensa inmune de un individuo es reconocer oportunamente al agente patógeno, así como evitar su penetración, establecimiento y propagación en el organismo. Para ser eficiente en esta función protectora, el sistema inmune se sustenta en mecanismos de defensa, los cuales tradicionalmente se denominan mecanismos de resistencia que responden a los patógenos en una forma general y en mecanismos específicos que son altamente particulares, eficientes y de larga duración.

Cuando se habla de inmunidad materna se hace referencia a la inmunidad pasiva o innata, es decir, a la inmunidad conferida por la madre a su progenie a través de anticuerpos. Los anticuerpos presentes en la gallina reproductora son transferidos a su progenie en el vitelo que se forma antes que el huevo y persiste hasta los primeros cinco días de vida; se ha determinado que existe una correlación alta y directa del título de anticuerpos entre ambos.

MECANISMOS DE RESISTENCIA O INNATOS

Son la primera línea de defensa natural contra microorganismos invasores. Estos mecanismos pueden ser:

- a) Físicos o estructurales, como los epitelios y mucosas, cuya integridad evita la entrada o el establecimiento de agentes patógenos, y funcionan como una barrera física. Los cilios, los movimientos pe-

ristálticos y la producción de moco poseen la capacidad de captar y desplazar partículas extrañas hacia el exterior.

- b) Factores químicos, como el grado de acidez o alcalinidad (pH), péptidos antimicrobianos y proteínas; por ejemplo, la lisozima, puede inactivar algunas bacterias grampositivas por la degradación de sus paredes celulares.
- c) El proceso de inflamación es una reacción contra la invasión de agentes infecciosos; se caracteriza por un aumento en el flujo sanguíneo en el área afectada y por consiguiente, por la llegada de numerosas estirpes celulares (heterófilos, eosinófilos, basófilos, macrófagos y células dendríticas) que, de manera particular, realizan el proceso de fagocitosis. También existe un aumento en la permeabilidad capilar, lo que permite el paso del complemento, de anticuerpos y otras moléculas presentes en el plasma. Por ejemplo, la presencia de citocinas proinflamatorias como la IL-1; esta citocina es una de las principales mediadores de la inflamación; la producen los monocitos, los macrófagos y otros tejidos.

Para que las células del sistema innato puedan realizar las acciones efectoras antes mencionadas, tienen que reconocer un patrón de superficie común y constante presente en los microorganismos, llamado patrón molecular asociado a patógenos (siglas en inglés PAMP). Entre los más estudiados se encuentran: el lipopolisacárido, el ácido teicoico, la manosa, el ARN bicatenario característico de virus, entre otros. El PAMP es reconocido por receptores localizados en la superficie de las células del sistema inmune innato, llamados receptores de patrones (siglas en inglés PRR); la interacción entre el receptor y su ligando desencadena diferentes tipos de respuestas efectoras, dependiendo del tipo celular activado. Dentro de los PRR existe un grupo llamado receptores tipo Toll (siglas en inglés TLR). En pollos, se ha descrito la presencia de 10 TLR diferentes (FIGURA 13.1).

13.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL SISTEMA INMUNOLÓGICO DE LAS AVES

El sistema inmune de las aves se encuentra formado por órganos linfoides que se dividen en primarios y secundarios; los órganos linfoides

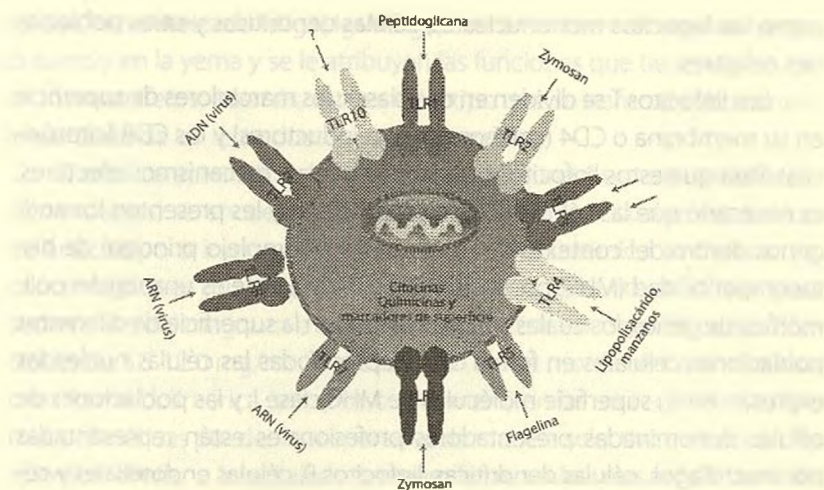


FIGURA 13.1. Receptores tipo Toll (TLR's) y sus ligandos.

primarios son sitios de producción, diferenciación y maduración de las células inmunes representados por:

1. Bolsa de Fabricio. Linfopoyesis de células B.
2. Timo. Linfopoyesis de células T.

Los órganos y tejidos linfoides secundarios son sitios donde se desarrollan las respuestas humorales y celulares. Los órganos linfoides secundarios son:

Bazo, tonsilas cecales, placas de Peyer, acúmulos linfoides, glándula de Harder y médula ósea.

Las aves, al igual que otros organismos, poseen diferentes mecanismos para protegerse contra agentes extraños. Estos mecanismos se dividen, con fines didácticos, en inmunidad celular e inmunidad humoral.

Inmunidad celular

Los linfocitos T son las células que reconocen y responden de manera específica a los antígenos extraños; para que se realice este proceso, se necesita la intervención de un grupo de células llamadas "accesorias",

como los fagocitos mononucleares, células dendríticas y otras poblaciones celulares.

Los linfocitos T se dividen en dos clases: los marcadores de superficie en su membrana o CD4 (colaboradores o inductores) y los CD8 (citotóxicos). Para que estos linfocitos puedan realizar sus mecanismos efectores, es necesario que las células accesorias procesen y les presenten los antígenos dentro del contexto de moléculas del complejo principal de histocompatibilidad (MHC, por sus siglas en inglés). Éste es una región polimórfica de genes, los cuales son expresados en la superficie de diferentes poblaciones celulares en forma de receptor. Todas las células nucleadas expresan en su superficie moléculas de MHC clase I; y las poblaciones de células denominadas presentadoras profesionales están representadas por macrófagos, células dendríticas, linfocitos B, células endoteliales y células epiteliales del timo que poseen moléculas del MHC clase II.

Para que los linfocitos T puedan realizar sus funciones efectoras se necesita que el antígeno sea procesado (parcialmente degradado) en fracciones peptídicas, por lo que se concluye que los determinantes antigénicos reconocidos por los linfocitos T son de estructura química proteínica.

Los linfocitos T CD4 reconocen péptidos presentados en el contexto de moléculas del MHC clase II y su función efectora es la liberación de citocinas. Los linfocitos CD8 reconocen péptidos presentados en el contexto de moléculas clase I del MHC con función efectora de citotoxicidad.

Inmunidad humoral activa

La inmunidad humoral es atribuida a las inmunoglobulinas o anticuerpos producidos por las células plasmáticas que se derivan de los linfocitos B. Por lo general, la respuesta de anticuerpos está dirigida contra antígenos solubles que tienen localización extracelular.

Al estudio de los anticuerpos y de sus reacciones con los antígenos presentes en el suero se le llama serología. Los anticuerpos pueden ser divididos en clases y subclases, dependiendo de diferencias fisicoquímicas entre éstos, así pues, a las clases de inmunoglobulinas se les llama isotipos; en el hombre se han descrito IgG, IgA, IgD, IgE, IgM. En los pollos

sólo se han detectado la IgA, IgM e IgY; esta última es más abundante en el suero y en la yema y se le atribuyen las funciones que tienen IgG e IgE en los mamíferos; además, este es el isotipo que se transmite de manera importante de las reproductoras a su progenie.

Como característica de la respuesta inmune humoral en superficies mucosas, se encuentra la producción de IgA, la cual es un isotipo de anticuerpo o inmunoglobulina que a nivel sistémico se detecta en concentraciones muy bajas, pero de manera abundante en la bilis y en secreciones del magnum e intestino, habiéndose encontrado concentraciones de 3.5-12.0 mg/ml. Se presenta en forma monomérica en el suero o en forma polimérica (trímeros o tetrámeros) en las secreciones. Las formas poliméricas pueden transportarse de manera selectiva a través de los epitelios. Similar a lo señalado en mamíferos, en las aves la IgA también se asocia en forma polimérica, por medio de un elemento de unión y un elemento secretor, este último facilita su transporte a través de la célula epitelial. Sin embargo, una diferencia con los mamíferos, es que la IgA en aves está principalmente como trímero o tetrámero, mientras que en los mamíferos sólo se han descrito formas diméricas. El componente de unión (J), asociado a la IgA de pollo, se identificó utilizando un antisuero que reconocía la cadena J en humanos, de donde se concluye que este componente es muy similar en peso molecular, así como en su contenido de cisteína (FIGURA 13.2).

El elemento secretor 34 se identificó inyectando pollos con IgA monomérica y recuperando IgA dimérica asociada a una proteína; posteriormente se determinó el peso molecular de 80 kDa, el cual fue similar al peso molecular del componente secretor en el hombre.

INMUNIDAD HUMORAL PASIVA O INMUNIDAD MATERNA

En este caso, la gallina reproductora se expone a un antígeno determinado y desarrolla una respuesta inmunológica (respuesta inmune celular y humoral) para producir títulos de anticuerpos séricos, los que al llegar al ovario pasan a los folículos y, a su vez, al vitelo. Por este mecanismo los anticuerpos son transferidos a la progenie; el isotipo de inmunog-

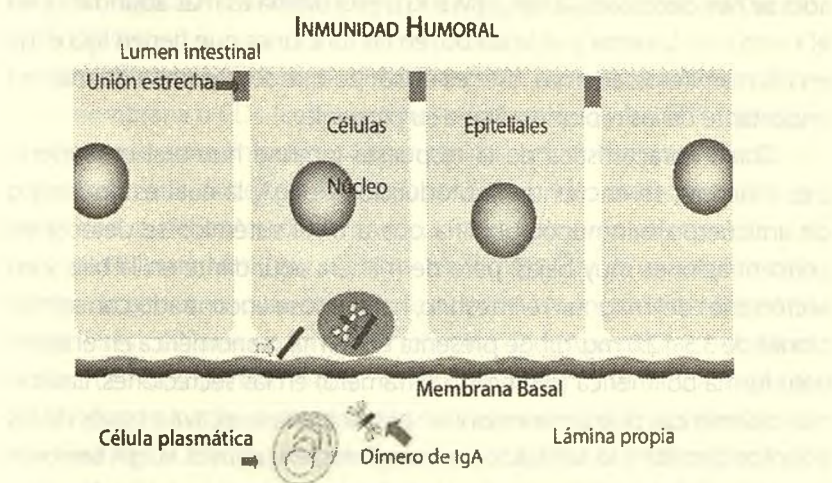


FIGURA 13.2. Esquema de tránsito de la IgA secretora a través del epitelio intestinal.

lobulina que se transfiere principalmente es la IgY; como se mencionó anteriormente, el título de anticuerpos presentes en la reproductora es proporcional al transmitido a su progenie. Esta es la razón por la que los calendarios de vacunación son muy activos.

Desarrollo de la respuesta inmune específica en el intestino

Los antígenos penetran por vía oral, respiratoria, etc., y sufren un proceso de degradación y presentación realizado por las células presentadoras de antígeno a través de moléculas clase I y clase II del CPH. Los linfocitos CD4 reconocen péptidos presentados en el contexto de moléculas clase II del CPH y su función efectora es la producción de citocinas. Los linfocitos CD8 reconocen péptidos presentados bajo el contexto del CPH clase I; su función efectora es la citotoxicidad.

La variabilidad, tanto en la intensidad como en tipo de respuesta desarrollada en el intestino, puede deberse a la naturaleza química del antígeno, a la ausencia o presencia de señales co-estimuladoras (por ejemplo, CD28-CD80; familia B7) que inducen tolerancia o anergia de células inmunes; al patrón de liberación de citocinas que producen las células T

inductoras; a la genética de las estirpes, así como a su relación con otros sistemas, como el neuroendocrino.

13.2 IMPORTANCIA DE LA INMUNIDAD MATERNA EN LA PREVENCIÓN DE ENFERMEDADES

En el caso particular de las granjas de gallinas reproductoras, resulta de gran importancia la inmunidad materna, ya que es necesario que los pollitos tengan títulos protectivos de anticuerpos a la hora de su nacimiento, para que en las etapas iniciales de su vida se mantengan protegidos contra algunas enfermedades, y se pueda determinar el momento idóneo para realizar el proceso de vacunación, y de esta manera obtener una respuesta inmune óptima. Para esto, es de gran importancia apoyarse en pruebas serológicas de laboratorio como ELISA e inhibición de la hemaglutinación (HI), entre otras, porque nos indican el título de anticuerpos presente en los pollitos, así como su tiempo de vida.

Ejemplos de enfermedades donde la prevención con inmunidad materna es muy importante

Enfermedad de Newcastle

Enfermedad viral de las aves, que se caracteriza por presentar problemas respiratorios, digestivos y nerviosos, además de disminución de los parámetros productivos y mortalidad. La inmunidad pasiva es de gran importancia, ya que los pollitos se vacunan contra la enfermedad entre los ocho y doce días de edad; por lo que es necesario tener títulos protectivos altos de anticuerpos, para evitar el riesgo de que se infecte durante este periodo. En las reproductoras se recomienda aplicar revacunaciones cada dos a cuatro meses.

Infección de la bolsa de Fabricio

Esta enfermedad viral compromete el sistema inmune; sin embargo, los anticuerpos *vacunales* transmitidos por la madre protegen a la progenie contra infecciones tempranas. Se ha demostrado que animales con títulos serológicos menores de 1:100 son 100% sensibles a la infección,

mientras que títulos de 1:100 a 1:600 sólo confieren 40% de protección. Se ha observado que las vacunas emulsionadas (virus muertos) producen anticuerpos con una vida media de hasta cuatro a cinco semanas, debido a la presencia del adyuvante, el cual favorece que se absorba lentamente el antígeno. La vacunación se puede realizar entre las tres y las 14 semanas de edad y la revacunación, a la semana dieciocho.

Encefalomiелitis aviar

Es una enfermedad viral que afecta a las aves jóvenes. Los signos son ataxia y temores rápidos en la cabeza y el cuello. La incidencia de la enfermedad es baja, ya que puede controlarse con la vacunación de las reproductoras. Los anticuerpos son transmitidos de las reproductoras a los pollitos y son detectados en el saco vitelino. Se ha demostrado que los pollitos provenientes de reproductoras inmunizadas contra el virus de encefalomiелitis aviar son resistentes a retos con cepas de campo por vía oral; además se ha calculado que la vida media de estos anticuerpos puede ser de cuatro a seis semanas; esto demuestra que la inmunidad pasiva es eficiente para controlar la presentación de la enfermedad.

En las aves reproductoras de reemplazo se recomienda vacunar después de las ocho y antes de las 14 semanas de edad.

Reovirus

Este grupo de virus ha sido aislado de diferentes tejidos, manifestándose en diversos trastornos, como artritis viral y síndrome de mala absorción; estos virus se han aislado en muchos casos en animales clínicamente sanos. La vacunación de las reproductoras ha sido un método eficaz para controlar la artritis viral y otras enfermedades causadas por reovirus. Un punto importante se refiere a que la protección conferida es sólo para serotipos homólogos, por lo que es de gran importancia realizar un estudio epizootiológico para conocer el serotipo presente en nuestra explotación, y aplicarlo.

La vacunación se recomienda en la primera semana de edad, y la revacunación se realiza entre las semanas ocho y doce.

Anemia infecciosa

Es una enfermedad viral que afecta aves jóvenes; se caracteriza por presentar anemia severa, atrofia linfóide generalizada y, como consecuencia, un estado de inmunosupresión. La inmunidad pasiva representa una forma de prevención importante en las aves jóvenes; la protección puede persistir hasta las tres semanas de vida de los pollitos. La vacunación se lleva a cabo entre las semanas 14 y 17 de edad de las reproductoras.

Bronquitis infecciosa

La bronquitis infecciosa es una enfermedad viral que afecta a las aves. Se caracteriza por presentar signos respiratorios y difundirse rápidamente. Los anticuerpos maternos pueden reducir la reacción posvacunal. La inmunidad materna debe ser tan sólida que proteja a los pollos desde el primer día de nacimiento, hasta la primera semana de vida. En aves de reemplazo se puede aplicar desde el primer día de edad, o entre los días 8 y 12 (junto con la vacuna de Newcastle); revacunar al día 20 a 28 y, antes de romper postura, entre las semanas 12 a 14 de edad.

Ejemplos de enfermedades de las que las reproductoras deben estar libres

Micoplasmosis o enfermedad respiratoria crónica complicada

Es una enfermedad producida por *Mycoplasma gallisepticum* y *Mycoplasma sinoviae*; se caracteriza por presentar signos y lesiones respiratorias. Existe un agente complicante, la *E. coli*. Esta enfermedad disminuye la producción y lo más relevante es que las aves infectadas quedan como portadoras y transmiten la infección a su progenie, por lo que resulta indeseable en las reproductoras.

Salmonelosis

Las enfermedades producidas por el género *Salmonella* spp. producen diversos signos y lesiones, de acuerdo con la especie. Un punto de impacto en la avicultura es que este género bacteriano es capaz de causar una septicemia y alcanzar el tracto reproductor de los animales y, por lo tanto, infectar a la progenie. Las explotaciones de aves reproductoras deben estar libres de este género bacteriano. En nuestro país existe un programa

de erradicación (NOM-005-ZOO-1993) enfocado a *Salmonella gallinarum* y *Salmonella pullorum*; las aves positivas al aislamiento de estos dos géneros bacterianos se deben sacrificar.

Leucosis aviar

Es una enfermedad viral de las aves que puede afectar las células linfoides, mieloides o eritroides y por lo tanto producen un estado de inmunosupresión. Una característica importante del virus es que se puede transmitir de manera congénita (reproductora → pollito) y genética (gametos infectados con ADN viral → embrión infectado → pollito infectado); esta enfermedad es crítica para las granjas de aves reproductoras, ya que afecta la fertilidad, incubabilidad y calidad del pollito; es considerada una enfermedad indeseable que debe erradicarse.



Autoevaluación

1. ¿Cuáles son los órganos linfoides primarios en las aves y cuál es su función?
2. ¿Cuáles son los órganos linfoides secundarios en las aves y cuál es su función?
3. Elija la opción correcta. Una respuesta inmune se conforma de los siguientes componentes:
 - a) Inmunidad humoral e inmunidad pasiva
 - b) Inmunidad celular e inmunidad humoral
 - c) Inmunidad materna e inmunidad humoral
4. Elija la opción correcta. El término de inmunidad materna se refiere a:
 - a) La inmunidad pasiva conferida por la madre a su progenie a través de anticuerpos
 - b) La inmunidad generada como respuesta cuando vacunamos al pollito
 - c) La inmunidad desarrollada al vacunar in ovo
5. Elija la opción correcta. La función efectora de los linfocitos CD4
 - a) Es la citotoxicidad
 - b) Es la liberación de interleucinas
 - c) Son las células NK
6. Elija la opción correcta. Los calendarios de vacunación en las reproductoras son importantes porque:
 - a) El costo de la vacuna de las reproductoras es menor que el de los pollitos

- b)** Son necesarios títulos altos de anticuerpos en los pollitos a la hora de su nacimiento, para protegerlos durante las etapas iniciales de su vida
- 7. Elija la opción correcta. El momento adecuado para vacunar a los pollitos se determina en relación con:
 - a)** Cómo van decaendo los títulos de anticuerpos maternos
 - b)** La edad y el peso de las aves
 - c)** El desarrollo del sistema inmunológico
- 8. Explica cómo se realiza el proceso de la inmunidad pasiva.
- 9. Menciona cinco enfermedades de importancia en los calendarios de vacunación de las reproductoras.
- 10. ¿Cuáles son las enfermedades de las que deben estar libres las parvadas de reproductoras?



Respuestas

1. Los órganos linfoides primarios son sitios de maduración de las células inmunes y en las aves son:
Bolsa de Fabricio. Realiza la maduración de las células B.
Timo. Lleva a cabo la maduración de los linfocitos T.
2. Los órganos y tejidos secundarios son sitios donde se desarrollan las respuestas humorales y celulares. Los órganos linfoides secundarios en las aves son: bazo, tonsilas cecales, placas de Peyer, acúmulos linfoides, glándula de Harder y médula ósea.
3. b. Inmunidad celular e inmunidad humoral
4. a. La inmunidad pasiva conferida por la madre a su progenie a través de anticuerpos
5. b. Es la liberación de interleucinas
6. b. Son necesarios títulos altos de anticuerpos en los pollitos a la hora de su nacimiento, para protegerlos durante las etapas iniciales de su vida
7. a. Cómo van decayendo los títulos de anticuerpos maternos
8. La gallina reproductora se expone a un antígeno determinado, éste desarrolla una respuesta inmunológica (respuesta inmune celular y humoral); por tanto, títulos de anticuerpos séricos, los cuales, al llegar a los ovarios, pasan a los folículos y, a su vez, al vitelo y posteriormente al torrente sanguíneo del pollito.
9. Enfermedad de Newcastle, infección de la bolsa de Fabricio, encefalomiелitis aviar, reovirus, bronquitis infecciosa, anemia infecciosa.
10. Mycoplasmosis, salmonelosis y leucosis aviar.



Literatura consultada

- Abbas AK, Lichtman AH, Pober JS. Celular and molecular immunology. 2ª ed. Filadelfia, (EUA): Saunders, 1997.
- Alexander DJ. Newcastle disease, other avian paramyxoviruses, and pneumovirus infections En: Calnek BW, Barnes HJ, Beard CW, McDougald LR, Saif YM, eds. Diseases of poultry. 11ª ed. Ames (Io): Iowa State University Press, 2003: 63-99.
- Cavanagh D, Naqi SA. Infections bronchitis. En: Calnek BW, Barnes HJ, Beard CW, McDougald LR, Saif YM, eds. Diseases of poultry. 11ª ed. Ames (Io): Iowa State University Press, 2003:101-119.
- Fearon DT, Locksley RM. The instinctive role of innate immunity in the acquired immune response. Science 1996; 50: 272.
- Paul WE. Fundamental immunology. 3ª ed. Nueva York (EUA): Raven, 1993.
- Rosenberger JK. Reovirus infections. En: Calnek BW, Barnes HJ, Beard CW, McDougald LR, Saif YM, eds. Diseases of poultry. 11ª ed. Ames (Io): Iowa State University Press, 2003: 283-298.



CAPÍTULO XIV

Infección del saco vitelino

Cecilia Rosario Cortés

INTRODUCCIÓN

Para alcanzar las metas de producción que se tienen hoy en día, el organismo de las aves se ha forzado constantemente, lo que las predispone a adquirir nuevas enfermedades; éstas han dejado de ser entidades causadas por un agente etiológico definido y se han transformado en complejos multifactoriales.

14.1 DEFINICIÓN Y ESPECIES SUSCEPTIBLES

La infección del saco vitelino (ISV) es una de las principales causas de mortalidad en pollos durante la primera semana de vida. Puede considerarse como una enfermedad de gran importancia económica, causada por la falta de higiene en las granjas de aves reproductoras y el manejo inadecuado del huevo fértil en la incubadora. Se presenta en todas las parvadas y causa disminución de la incubabilidad, reducción del número de nacimientos, mortalidad durante los primeros diez días de vida del pollito, así como incremento en el número de pollos desechados por retraso en el crecimiento.

Por otra parte, la onfalitis es la infección bacteriana del ombligo que se origina al momento del nacimiento, cuando el ombligo mal cicatrizado tiene contacto con las superficies contaminadas de la nacedora; a

diferencia de la ISV, en la que la contaminación se presenta en el huevo fértil, antes de la eclosión. Aunque se consideran entidades patológicas diferentes, es importante mencionar que frecuentemente la onfalitis puede dar lugar a infección del saco vitelino.

Todas las aves están expuestas a este padecimiento; no obstante, se observa con mayor frecuencia en pollos, pavos y patos, debido a las condiciones intensivas de incubación.

14.2 ETIOLOGÍA

A partir de las aves que sufren esta enfermedad se han aislado bacterias como *Proteus* spp., *Enterobacter* spp., *Pseudomonas* spp., *Klebsiella* spp., *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp., *Clostridium* spp., *Bacillus cereus* y enterococos; sin embargo, la bacteria que se aísla con mayor frecuencia es *Escherichia coli*. Harry (1957) encontró que se lograba aislar *E. coli* en 82% de las aves que mostraban cambios en el saco vitelino, así como en 52% de los que no mostraban cambios.

E. coli pertenece a la familia *Enterobacteriaceae*; es un bacilo gram-negativo móvil o inmóvil, de 2 a 3 micras de largo por 0.6 micras de diámetro, aerobio o anaerobio facultativo y no esporulado. Forma ácido y gas a partir de la lactosa, y es indolpositivo. Crece a temperaturas entre 15 y 45 °C y el pH óptimo para su crecimiento es 7.0; en agar McConkey (McC) produce colonias brillantes, circulares y rosadas.

A diferencia de otras bacterias que sólo pueden producir un tipo de enfermedad, *E. coli* es capaz de generar una gran variedad de padecimientos. En el hombre se le ha encontrado como causante de diarrea, disentería, síndrome urémico hemolítico, infecciones renales y vesicales, septicemia, neumonía y meningitis; mientras que en las aves se le ha relacionado con infecciones respiratorias, dermatitis, infección del saco vitelino y onfalitis. Esta versatilidad se debe al hecho de que algunas cepas han adquirido diferentes grupos de genes de virulencia.

Actualmente se reconoce un grupo denominado APEC (Avian Pathogenic *Escherichia coli*) en el cual se incluyen cepas de *E. coli* capaces de producir enfermedad en las aves, y que poseen diversos factores

de virulencia. Dentro de este grupo se han descrito algunos serogrupos, como O1, O2, O8, O11, O15, O18, O22, O35, O78, O88, O119 y O115; sin embargo, los que se aíslan con mayor frecuencia a partir de casos de colibacilosis son O1, O2 y O78. En México se encontró que los serotipos más comúnmente aislados en aves con infección del saco vitelino fueron O19, OR, O84 y O8, los cuales no se habían notificado como patógenos para las aves.

14.3 TRANSMISIÓN

Se considera que la transmisión de la ISV ocurre principalmente por la contaminación bacteriana del cascarón en la granja de reproductoras, poco después de la postura, cuando la cutícula todavía se encuentra húmeda. Se favorece por la falta de higiene en los nidos, la postura en el piso, la incubación de huevo sucio o con defectos en el cascarón, así como por la recolección de huevos sucios y limpios al mismo tiempo.

Las malas condiciones en el almacenamiento de huevo fértil, su inadecuada desinfección y una humedad elevada durante la incubación pueden propiciar la aparición de la ISV. Otra vía importante de contaminación del saco vitelino es la penetración de bacterias a través del ombligo mal cicatrizado (onfalitis).

Por otro lado, se considera que algunas bacterias pueden migrar desde el tracto intestinal o respiratorio hacia el saco vitelino; no obstante, la ruta más importante de penetración de las bacterias es a través del cascarón.

En un estudio realizado en México, se observó que la contaminación en la granja de reproductoras, a partir del huevo puesto en el nido y la cama del nido, fue muy baja; incluso, entre las bacterias aisladas no se encontró *E. coli*, el cual fue el principal agente causante de la infección del saco vitelino en las aves nacidas de ese mismo lote de huevo fértil. Este hallazgo sugiere que la contaminación puede ocurrir en una etapa posterior a la granja de reproductoras, probablemente durante el transporte, o bien, en la incubadora. Esa es, quizá, la razón por la que la ISV se incrementó después de 1930, cuando comenzaron a utilizarse las incubadoras comerciales.

14.4 SIGNOS

Las aves que padecen esta enfermedad se localizan bajo la criadora, son pollos débiles, deshidratados, deprimidos (FIGURA 14.1) y con el abdomen flácido; los pollitos tienen retraso en el crecimiento y a veces padecen diarrea. Cuando la ISV es consecuencia de onfalitis, la cicatriz umbilical está abierta, inflamada y húmeda (FIGURA 14.2).



FIGURA 14.1. Patito con depresión causada por infección del saco vitelino.

Foto: Cecilia Rosario Cortés

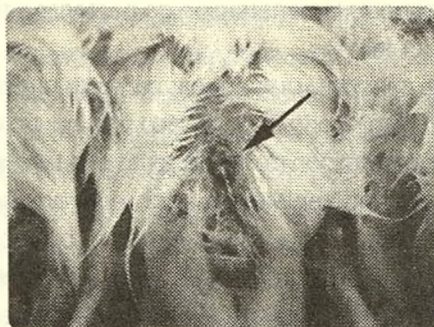


FIGURA 14.2. Patito con onfalitis. El ombligo (flecha negra) se observa mal cicatrizado e inflamado y con restos del cordón umbilical.

Foto: Cecilia Rosario Cortés

En algunas ocasiones cuando la infección ocurre durante la incubación, la muerte de los pollitos se presenta antes del nacimiento, lo que provoca un incremento en el número de embriones muertos en el cas-

carón; si el crecimiento bacteriano es lento, el pollito puede nacer, pero algunos días después va a morir.

Las aves que llegan a sobrevivir generalmente sufren retraso en el crecimiento, o bien desarrollan artritis secundaria; los principales agentes etiológicos son *Staphylococcus* spp. y *Pseudomonas* spp.

14.5 LESIONES

A la necropsia las aves se observan emaciadas, pequeñas y con los músculos abdominales congestionados; el saco vitelino no se ha absorbido y, aunque puede tener apariencia normal, generalmente hay cambio de coloración, desde amarillo verdoso hasta café oscuro (FIGURA 14.3). El contenido algunas veces es más líquido o de consistencia pastosa, con olor putrefacto; otras, está roto, lo cual se considera una causa de peritonitis. El hígado se ve pálido, y en ocasiones la vesícula biliar aparece distendida.



FIGURA 14.3. La imagen muestra el ombligo congestionado de un pollito con omfalitis e infección del saco vitelino. El saco se observa con algunos vasos sanguíneos congestionados en su superficie.

Foto: Cecilia Rosario Cortés

Características de la infección

Cuando la bacteria causal llega al saco vitelino comienza a multiplicarse y provoca deterioro y descomposición de éste, lo cual va a privar al pollito de los nutrientes esenciales. Ciertas bacterias producen toxinas, por lo que

la muerte puede ocurrir por toxemia; sin embargo, cuando se encuentran involucradas bacterias como *E. coli*, las aves mueren por septicemia.

Las bacterias que son capaces de crecer en el saco vitelino poseen enzimas que pueden digerir las proteínas de éste. La infección se inicia por la invasión de una bacteria que normalmente no es patógena, pero que al digerir las proteínas del saco vitelino, encuentra condiciones ideales para crecer en el vitelo digerido y provocar la muerte del pollito, como ocurre con bacterias como *E. coli*.

14.6 MORBILIDAD Y MORTALIDAD

La morbilidad varía de acuerdo con muchos factores, como el manejo del huevo, los métodos de desinfección empleados, la contaminación bacteriana en las incubadoras, incluso el precio del pollo es importante, ya que cuando éste se incrementa, algunos productores incuban huevo sucio, con lo cual se eleva la posibilidad de que se presenten problemas de ISV.

En el caso particular de la ISV la mortalidad se considera normal cuando no es superior a 0.5% durante la primera semana; encima de este porcentaje se considera elevada; incluso algunos informes mencionan mortalidades que sobrepasan el 50 por ciento.

La curva de mortalidad de la ISV dura de 7 a 10 días, y el pico se alcanza entre el tercero y quinto día, y disminuye en los siguientes tres a cinco días, como se observa en la FIGURA 14.4. Ésta es una curva normal que se presenta cuando las aves no han recibido ningún antibiótico en los primeros días de vida. En algunas incubadoras se aplican regularmente antibióticos como ceftiofur o gentamicina junto con la vacuna de Marek, con el propósito de disminuir la mortalidad durante la primera semana, aunque en muchas ocasiones, lo único que se consigue es retardar la muerte de las aves, la cual se puede presentar durante la segunda o tercera semana, con el mismo patrón.

14.7 DIAGNÓSTICO

El diagnóstico se puede elaborar con base en la curva de mortalidad, así como por los signos y lesiones en las aves muertas. En algunas ocasiones se puede recurrir al laboratorio.

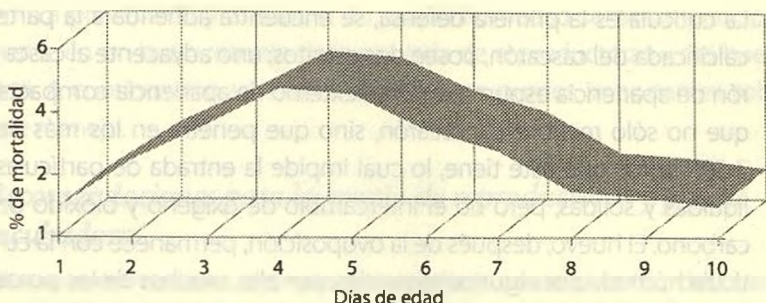


FIGURA 14.4. Curva de mortalidad de la infección del saco vitelino. Se puede observar que la mortalidad comienza desde el primer día, alcanzando su pico entre el tercero y quinto día, para disminuir posteriormente hacia el décimo día.

El aislamiento bacteriano se debe llevar a cabo en aves que hayan muerto recientemente (menos de una hora), sobre muestras de saco vitelino e hígado en medios de cultivo tales como agar sangre y agar MacConkey. Es improcedente el aislamiento en aves cuya muerte haya ocurrido después del tiempo mencionado, ya que la temperatura de la caseta durante los primeros días de vida del pollito es elevada; si éste muere y permanece mucho tiempo en la caseta, las bacterias que habitan normalmente en el tracto gastrointestinal pueden migrar a los órganos, lo que provocará que se aíslen microorganismos ajenos al problema.

El diagnóstico diferencial es propio para las enfermedades que pueden ocasionar mortalidad durante la primera semana de vida, como tifoidea aviar, pullorosis y aspergilosis. En el caso de las dos primeras enfermedades, el pico de mortalidad se manifiesta entre los diez y quince días, respectivamente, mientras que en la aspergilosis se pueden encontrar nódulos blanquecinos en el parénquima pulmonar.

14.8 PREVENCIÓN Y CONTROL

Mecanismos naturales de protección del huevo

Debido a que el huevo se encuentra continuamente expuesto a un medio contaminado, posee diversos mecanismos para evitar la penetración bacteriana:

- a) La cutícula es la primera defensa, se encuentra adherida a la parte calcificada del cascarón, posee dos estratos: uno adyacente al cascarón de apariencia espumosa y otro externo de apariencia compacta que no sólo recubre el cascarón, sino que penetra en los más de 7 500 poros que éste tiene, lo cual impide la entrada de partículas líquidas y sólidas, pero no el intercambio de oxígeno y bióxido de carbono. El huevo, después de la ovoposición, permanece con la cutícula húmeda por algunos segundos; por ello, muchos de los poros se encuentran abiertos, lo que favorece la penetración bacteriana antes de que ésta madure.
- b) El cascarón es la segunda barrera de defensa para el disco germinal contra el ambiente exterior. Se ha observado que los huevos con un cascarón delgado están más expuestos a la contaminación bacteriana. El grosor del cascarón y la calidad de la cutícula disminuyen con la edad de la gallina.
- c) La tercera barrera está representada por las membranas del cascarón que se encuentran adheridas a la parte interna de éste. La membrana externa cuenta con tres capas firmemente unidas a la superficie interna del cascarón. La membrana interna tiene una estructura más densa y cerrada, por lo que ofrece mayor resistencia a la penetración bacteriana. Estas membranas envuelven la superficie interna del huevo y funcionan como un filtro mecánico para evitar la penetración de microorganismos.

Al momento de la ovoposición, la temperatura interna del huevo es un grado menor que la temperatura corporal del ave; el huevo, al enfriarse y adquirir la temperatura ambiente (aproximadamente 21 °C), succiona hacia su interior aire para compensar la presión interna con la externa; es entonces cuando se forma la cámara de aire y pueden penetrar por succión las bacterias y esporas de hongos que se encuentren en ese momento sobre el cascarón. Se recomienda que el huevo fértil se desinfeste antes de que cumpla una hora de haber sido puesto, para protegerlo de contaminación posterior por penetración bacteriana en el momento que el huevo se enfríe y se retraiga la cámara de aire.

La prevención y el control de esta enfermedad se basan principalmente en un buen manejo de la parvada de reproductoras y del huevo fértil. A continuación se mencionan algunos puntos importantes sobre este manejo.

Recomendaciones para la granja de reproductoras y planta incubadora

Existen enfermedades que pueden producir contaminación del ovario, como la salmonelosis, enfermedad respiratoria crónica, colibacilosis, clostridiasis y estreptococosis, que a su vez provocan disminución en la fertilidad, mortalidad embrionaria o infecciones en pollos recién nacidos.

Muestreo bacteriológico. Se realiza una vez al mes en diez a doce huevos al azar, para llevar a cabo la técnica descrita por Gentry y determinar la contaminación bacteriana.

Nunca se deben incubar huevos que hayan sido puestos en piso, ya que se encuentran más contaminados. Se ha observado que los huevos limpios pueden tener 3 000 bacterias, mientras que los sucios, 400 000; la mayoría de las veces estas bacterias producen mortalidad embrionaria tan temprana, que incluso son considerados, de manera errónea, como huevos infértiles.

Si los huevos sucios se liján o se lavan, lo único que se logrará es la eliminar la cutícula, y de esta manera se dejará el huevo expuesto a una contaminación posterior.

Durante el almacenamiento, la temperatura debe estar cercana a los 19 °C, pues las temperaturas más frías propician que durante el traslado a la incubadora el agua se condense sobre el cascarón, por diferencia de temperaturas, lo que provoca que la cutícula se humedezca y al secarse se contraiga, con lo cual el huevo queda desprotegido contra la contaminación; esto causa un aumento en el número de huevos contaminados y huevos "bomba". Además, hay que tener mucho cuidado en el control de la humedad, ya que cuando ésta sobrepasa 85%, se incrementa la probabilidad de contaminación con *Aspergillus* sp. o *Pseudomonas* sp. El humi-

dificador debe trabajar con agua tratada a base de yodo, dióxido de cloro o cuaternarios de amonio.

Es necesario eliminar inmediatamente de la nacedora los restos de los nacimientos (cascarones, plumas, pollos no nacidos y pollos muertos), para evitar que se acumulen poblaciones bacterianas.

Fumigar con frecuencia las incubadoras es importante, pero no debe hacerse cuando en el interior existan huevos de entre 24 y 96 horas, ya que es la etapa más sensible del embrión.

Hay que manejar el huevo con las manos limpias y desinfectadas y con sumo cuidado, pues podrían producirse microfracturas que permiten el paso de microorganismos.

Si la humedad es excesiva durante la incubación, los pollos presentarán ombligos mal cicatrizados, lo que puede provocar mayor incidencia de onfalitis y, en consecuencia, de infección del saco vitelino.

14.9 TRATAMIENTO

Para el control de la ISV no es recomendable recurrir a los antibióticos, ya que lo único que se conseguirá es retrasar la muerte de las aves y, por lo tanto, aumentar las pérdidas económicas asociadas al consumo del alimento de la parvada. En general, las aves que sobreviven nunca alcanzarán el peso deseado y serán decomisadas en el rastro, ya sea por su conformación o por las lesiones que se encuentren en las canales. Sin embargo, si la mortalidad es demasiado elevada, se puede administrar algún antibiótico, después de hacer el aislamiento bacteriológico del agente causal, así como un antibiograma, para determinar la sensibilidad del microorganismo. Es muy importante que no se proporcionen antibióticos sin tener en consideración los resultados del antibiograma, ya que el uso indiscriminado de éstos ha provocado un incremento de la resistencia antimicrobiana.



Autoevaluación

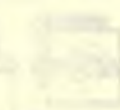
1. ¿Cuál es el origen de la infección del saco vitelino y cuáles son sus repercusiones?
2. ¿Cuál es la diferencia entre infección del saco vitelino y onfalitis?
3. ¿Qué signos se observan en pollitos con infección del saco vitelino?
4. Mencione cuál es la principal bacteria involucrada en los problemas de ISV.
5. ¿Cuáles son los cambios que se observan en un saco vitelino infectado?
6. Describa la curva de mortalidad por infección del saco vitelino.
7. ¿Por qué no es recomendable incubar huevos sucios?
8. Mencione los mecanismos que tiene el huevo para evitar la contaminación bacteriana.
9. ¿Qué técnica bacteriológica se recomienda para evaluar la contaminación del huevo?



Respuestas

1. Es una enfermedad causada por la falta de higiene en las granjas de reproductoras y el manejo inadecuado del huevo en la incubadora, que ocasiona graves pérdidas económicas.
2. La onfalitis es la infección bacteriana del ombligo que sucede por un mal cierre al momento del nacimiento, a diferencia de la ISV, en la cual la contaminación se origina en el huevo fértil, antes de la eclosión, o como consecuencia de la onfalitis.
3. Las aves que padecen esta enfermedad se localizan bajo la criadora; son pollos débiles, deshidratados, deprimidos y con el abdomen flácido; los pollitos presentan retraso en el crecimiento y a veces sufren de diarrea. Cuando la ISV es consecuencia de onfalitis, la cicatriz umbilical está abierta, inflamada y húmeda.
4. *Escherichia coli*.
5. El saco vitelino no se ha absorbido y aunque puede tener apariencia normal, generalmente hay un cambio de coloración desde amarillo verdoso hasta café oscuro. El contenido puede ser más líquido o de consistencia pastosa, con un olor putrefacto, y en algunas ocasiones está roto.
6. La curva de mortalidad de la ISV dura de siete a diez días; el pico se alcanza entre el tercero y quinto día y disminuye en los siguientes tres a cinco días.
7. Porque al lijarlos o lavarlos se destruye la cutícula que protege el huevo de la contaminación bacteriana, y sin ésta quedan más expuestos a contaminarse.

8. La cutícula, el cascarón y las membranas externa e interna.
9. La técnica descrita por Gentry.





Literatura consultada

- Bains BS. A manual of poultry diseases. Suiza: Roche, 1979.
- Barbosa EJE. Control microbiológico de la planta incubadora. Memorias del I Curso de Manejo para la Prevención de Problemas Aviares; 1989; México (DF): UNAM, FMVZ, 1989: 98-120.
- Barger EH, Card LE, Pomeroy BS. Diseases and parasites of poultry. 5ª ed. EUA: Lea & Febiger, 1958.
- Biester HE, Schwarte LM. Diseases of poultry. Iowa (EUA): Iowa State University Press, 1959.
- Collins CH, Lyne PM. Métodos microbiológicos. Zaragoza (España): Acribia, 1989.
- Coutts GS. Poultry diseases under modern management. 2ª ed. Londres: Saiga Publishing, 1981.
- Cox NA, Bailey JS, Berrang ME, Buhr RJ, Mauldin JM. Automated spray sanitizing of broiler hatching eggs 3. Total bacteria and coliform recovery after using an egg spraying machine. J Appl Poult Res 1994; 3: 234-237.
- Dho-Moulin M, Fairbrother JM. Avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC). Vet Res 1999; 30: 299-316.
- Estudillo LJ. Prefacio. En: Castro ME, ed. Examen general de calidad profesional para medicina veterinaria y zootecnia: Material de estudio área: aves. México (DF): UNAM, Coordinación del Sistema de Universidad Abierta, 1996: 13-15.
- Freeman BA. Microbiología de Burrows. 22ª ed. México: Interamericana McGraw-Hill, 1989.
- Garza FR. Bajo nacimiento y mala calidad del pollito. Tecnología Avipecuaria 1989; 2: 20-25.
- Gordon RF, Jordan FTW. Enfermedades de las aves. 2ª ed. México: El Manual Moderno, 1985.

- Gross WB. Retained caseous yolk sacs caused by *Escherichia coli*. Avian Dis 1964; 8: 438-441.
- Harry EG. The effect on embryonic and chick mortality of yolk contamination with bacteria from hen. Vet Rec 1957; 69: 1433-1439.
- Hungerford IG. Diseases of poultry: Including cage birds and pigeons. 4ª ed. Australia: Angus and Robertson, 1969.
- Mauldin JM, Wilson JL. Doce componentes de un buen programa de sanidad en la incubadora. Avicultura Profesional 1991; 9: 64-66.
- Medina JS. Programa de producción de huevo incubable de alta calidad en reproductoras pesadas. Memorias del I Curso de Manejo para la Prevención de Problemas Aviares; 1989; México (DF): UNAM, FMVZ, 1989: 49-68.
- Mosqueda TA, Lucio MB. Enfermedades comunes de las aves domésticas. México (DF): UNAM, 1985.
- Nillipour A. La llegada de los pollitos (Manejo). Gaceta Avícola, Información Técnica: 18-22.
- Nillipour A. Manejo óptimo del huevo fértil. Industria Avícola 1994: 30-32.
- Padrón NM. Calidad microbiológica del huevo incubable. Avicultura Profesional 1992; 9: 173-178.
- Quintana LJA. Avitecnia. Manejo de las aves domésticas más comunes. 3ª ed. México: Irillas, 1999.
- Rosales NZ. Penetración de *Salmonella enteritidis* en huevos fértiles e infértiles a diferentes estadios de incubación (trabajo final del IV seminario de titulación en el área de: aves). México (DF): UNAM, 1993.
- Rosario CC, Téllez IG, López CC, Villaseca FJM, Anderson RC, Eslava CC. Bacterial isolation rate from fertile eggs, hatching eggs and neonatal broilers with yolk sac infection. Rev Latinoam Microbiol 2004; 46: 12-16.
- Rosario CC, López CC, Téllez IG, Navarro OA, Anderson RC, Eslava CC. Serotyping and virulence genes detection in *Escherichia coli* isolated from fertile and infertile eggs, dead-in-shell embryos and chicken with yolk sac infection. Avian Dis 2004; 48: 791-802.
- Rosario CC, Puente JL, Verdugo-Rodríguez A, Anderson RC, Eslava CC. Phenotypic characterization of ipaH+ *Escherichia coli* strains associated with yolk sac infection. Avian Dis 2005; 49: 409-417.

- Salyers AA, Whitt DD. Bacterial pathogenesis: A molecular approach. EUA: American Society Microbiology Press, 1994.
- Sotelo SH. Contaminación bacteriana del huevo incubable. Tecnología Avipecuaria 1990; 6: 31.
- Zegarra VJR. Serotipificación, determinación de perfiles de hemoaglutinación y toxina termolábil en cepas de *Escherichia coli* provenientes de lechones destetados en granjas tecnificadas del valle de Toluca, México (tesis de maestría). Toluca: Universidad Autónoma del Estado de México, 1996.



C

A P Í T U L O

XV

Aspergilosis

Cecilia Rosario Cortés

INTRODUCCIÓN

En las aves, la incidencia de enfermedades causadas por virus o bacterias es mucho menor que la de aquellas causadas por hongos; dentro de estas últimas, la aspergilosis es una de las más comunes, tanto en aves comerciales como de ornato.

15.1 DEFINICIÓN

La aspergilosis se presenta en muchas especies animales, incluido el hombre. En aves de zoológico se considera una de las causas más comunes de muerte, principalmente en las acuáticas. En las aves comerciales se observa con mayor frecuencia en pavos que en pollos. La aspergilosis respiratoria es conocida como neumonía de las nacedoras o neumonía micótica, y es común observarla como consecuencia de fallas en el manejo de la incubadora o por baja calidad de la cama usada en las parvadas.

La importancia de esta enfermedad radica principalmente en las pérdidas económicas que origina en las parvadas de pollos y pavos, ya que causa selección a edad temprana, mortalidad y decomisos por las lesiones que produce en los sacos aéreos.

La aspergilosis tiene dos presentaciones: brotes agudos con signología respiratoria, alta morbilidad y mortalidad en aves jóvenes, y crónica,

que afecta a las aves adultas. También se identifica como una de las causas de baja incubabilidad y alto índice de mortalidad embrionaria.

La presentación respiratoria aguda puede causar una mortalidad de 5 a 50% durante las primeras tres semanas de vida. En algunas ocasiones las aves que sobreviven desarrollan una fase crónica en la que puede haber más de 5% de mortalidad, y en cuya evolución se observa insuficiencia pulmonar, ascitis, o invasión al tejido nervioso. La muerte ocurre de 24 a 48 horas después de los primeros signos.

Existen informes sobre parvadas con infecciones mixtas por *A. fumigatus* y otros hongos mucorales, entre los que se encuentran *Absidia*, *Mucor* y *Rhizopus*. En estos brotes se ha determinado que *Aspergillus* actúa como un patógeno secundario.

15.2 ETIOLOGÍA

La enfermedad es causada generalmente por *Aspergillus fumigatus*, aunque pueden verse involucradas otras especies como *A. flavus*, *A. niger*, *A. glaucous* y *A. terreus*. Para su crecimiento requieren un ambiente cálido (>25 °C) y húmedo, y muchos de ellos son termófilos: crecen a temperaturas tan altas como 45 °C. Las hifas tienen un diámetro de cuatro a doce micrómetros, y soportan los conidióforos que producen conidias o esporas, las cuales son estructuras esféricas de dos a seis micrómetros de diámetro, que fácilmente se diseminan por el aire. Las colonias de estos hongos son circulares y blancas; con el tiempo comienzan a adquirir un color grisáceo o verdoso, del centro a la periferia, donde permanecen blancas (FIGURA 15.1).

Estos organismos son saprofitos del suelo y están distribuidos mundialmente, por lo que se encuentran en el ambiente de las explotaciones avícolas. Tienen la capacidad de crecer adecuadamente en diversos materiales como cama o alimento, y pueden sobrevivir bajo condiciones desfavorables; sin embargo, no todos producen enfermedad. Se ha demostrado que existe variación entre la patogenicidad de diferentes aislamientos de *A. fumigatus*.

Los problemas sistémicos son más frecuentes con *A. fumigatus* debido a que sus esporas son más pequeñas que las de *A. flavus* y, por lo tanto,



FIGURA 15.1. Crecimiento característico de las colonias de hongos en Agar Sabouraud.

Foto: Cecilia Rosario Cortés

pueden penetrar más profundamente en el tracto respiratorio, mientras que las esporas de este último son eliminadas con mayor facilidad por el aparato mucociliar de la tráquea, y la cantidad de esporas que llegan al pulmón son insuficientes para que se establezca la infección. El grado de severidad de las lesiones varía: en el caso de *A. fumigatus*, los granulomas ocupan gran parte del parénquima pulmonar, a diferencia de *A. flavus*.

A pesar de que los hongos del género *Aspergillus* son productores de aflatoxinas, éstas no se relacionan con problemas sistémicos; no obstante, la gliotoxina, otra toxina producida por el género *Aspergillus*, se ha encontrado en altas concentraciones en el tejido de algunos pavos afectados, por lo que se cree que ésta puede desempeñar un papel importante en la aspergilosis.

15.3 TRANSMISIÓN

Generalmente, la transmisión sucede durante la incubación, cuando se liberan grandes cantidades de esporas a partir de huevos contaminados. Otra fuente de infección en las incubadoras son los ductos de aire sucios o el equipo contaminado. Es una enfermedad no contagiosa, es decir, no se disemina de un animal a otro y, en muchas ocasiones, las aves pueden convivir con el microorganismo sin presentar la enfermedad.

En la granja de crianza también suelen presentarse problemas de aspergilosis cuando las aves entran en contacto con el hongo a través de la cama o el alimento contaminado. El hongo contamina los materiales de la cama cuando hay exceso de humedad, y produce grandes cantidades de esporas, las cuales se diseminan con mucha facilidad una vez que se seca. En algunos estudios se han aislado múltiples especies de *Aspergillus* provenientes de la cama y del aire de las casetas avícolas, y se ha observado cierta correlación entre los aislamientos de la cama y los órganos de las aves enfermas. Una combinación de humedad, estrés y malas condiciones de manejo, así como una elevada concentración de amoníaco o polvo dentro de las casetas, incrementan la incidencia y la severidad de la infección. Por esta razón, la enfermedad se presenta con mayor frecuencia durante el invierno, cuando las casetas se mantienen cerradas y la ventilación es menor.

Aunque las aves adultas están expuestas constantemente a estos organismos, presentes en el ambiente de la caseta, incrementan su resistencia, por lo que rara vez desarrollan la enfermedad, y sólo aparece si son expuestas a altas concentraciones de esporas y están inmunodeprimidas a causa de procesos fisiológicos o infecciosos como la enfermedad de la bolsa de Fabricio, deficiencias nutricionales o problemas tóxicos. También se ha observado que la vacunación por medio de aspersión contra la infección de la bolsa de Fabricio, bronquitis infecciosa o Newcastle son factores que pueden complicar el padecimiento.

15.4 SIGNOS

En las aves jóvenes los signos que se observan son disnea, hiperpnea y boqueo por obstrucción de las vías respiratorias, somnolencia, pérdida del apetito, algunas veces convulsiones y finalmente la muerte.

Aspergillus spp. produce nódulos o placas en los pulmones y sacos aéreos, y ocasionalmente se ven afectadas la tráquea y la siringe. A veces el organismo invade el cerebro, provoca parálisis y otros signos nerviosos como tortícolis, pérdida del equilibrio, ataxia y recumbencia lateral. Cuando la enfermedad es sistémica provoca inflamación periorbital, descarga de una secreción turbia por los ojos, párpados inflamados y pe-

gados, exudado amarillento dentro del saco conjuntival y, finalmente, ceguera. También puede haber diarrea. Las aves que sobreviven generalmente se muestran aletargadas y con retraso en el crecimiento.

La presentación crónica en aves adultas muchas veces es subclínica y sólo se llegan a observar signos cuando suben de peso, al demandar mayor cantidad de oxígeno; en estos casos hay pérdida del apetito, boqueo, tos y disminución acelerada del peso.

15.5 LESIONES

Las conidias presentes en el ambiente pueden infectar los epitelios, principalmente de la conjuntiva, parabronquios y sacos aéreos, donde forman granulomas, que se observan como pequeños nódulos blanquecinos, los cuales están compuestos por un centro necrótico donde se encuentran las hifas septadas. Las lesiones crónicas pueden tornarse negras o verdosas en sitios donde hay aire libre, debido al desarrollo de los conidióforos (FIGURA 15.2). Generalmente los hongos proliferan dentro del granuloma y rara vez se diseminan a tejidos adyacentes; en el caso de los pavos, los granulomas pueden crecer hasta impedir el flujo de sangre, lo que trae como consecuencia una dilatación cardíaca derecha, o ascitis. En el pulmón las lesiones nodulares se caracterizan por áreas bien definidas con focos de necrosis, infiltración de heterófilos, macrófagos, linfocitos y células gigantes, así como presencia de tejido fibroso.

Después de la inhalación de esporas, es posible que éstas se diseminen rápidamente por vía hematógena hacia cerebro, pericardio, médula ósea, riñón y otros tejidos blandos. En el cerebro pueden observarse lesiones en meninges, las cuales consisten en grandes placas superficiales de color blanquecino sobre la corteza cerebral caudal. En el iris provoca ophthalmitis e iridocyclitis.

Microscópicamente, en el cerebelo se encuentra edema y pignosis de la capa granular, hemorragias en capilares y trombosis hialina o focos de encefalomalacia asociada a una reacción inflamatoria. En ciertos casos aparecen áreas con gran infiltración de heterófilos y células mononucleares en las meninges del cerebelo.



FIGURA 15.2. Aspergilosis en un quetzal (*Pharomachrus mocinno*). Se aprecian los sacos aéreos cubiertos por una película debido al crecimiento de *Aspergillus* sp. (flecha).

Foto: Marie Therese Casaubon y Hugenin

15.6 DIAGNÓSTICO

Los signos respiratorios en las primeras semanas de vida, aunados a la formación de placas en vías respiratorias o nódulos en el tejido pulmonar, sugieren aspergilosis, pero no son específicos, ya que la disnea y la formación de exudado caseoso en el tracto respiratorio constituyen reacciones posvacunales comunes en aves jóvenes. Los granulomas causados por *Aspergillus* spp. no se distinguen macroscópicamente de aquellos producidos por otros hongos o bacterias como *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* o *Salmonella* spp.

El diagnóstico se realiza por lo general a partir de la historia, los signos clínicos y las lesiones. Las hifas septadas de *Aspergillus* spp. pueden observarse en cortes histológicos de tejido pulmonar, o bien, en improntas de las lesiones nodulares, a las cuales se añaden dos gotas de hidróxido de potasio (KOH) para aclarar el tejido. Las hifas también se pueden detectar con hematoxilina-eosina, o tinciones especiales como la de PAS y Grocott. Los granulomas o placas pueden cultivarse en agar Sabouraud, agar de papa dextrosa o agar Czapek Dox, a temperatura ambiente durante varios días, hasta que comience la formación de pigmento en las colonias. En ese momento se pueden tomar muestras de la superficie de éstas con cinta adhesiva, para teñirlas con lactofenol azul de algodón y observarlas al microscopio; si se toma la muestra cuando las colonias

están completamente pigmentadas, será demasiado tarde para observar la morfología de los conidióforos, ya que éstos habrán liberado completamente las esporas (FIGURA 15.3).

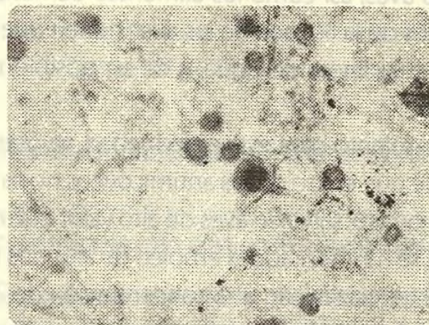


FIGURA 15.3. *Aspergillus* sp. visto al microscopio. Se observan los conidióforos con esporas.

Foto: Cecilia Rosario Cortés

La inmunidad humoral es menos importante que la celular, en el caso de las infecciones micóticas; sin embargo, la respuesta de anticuerpos ha sido usada como una herramienta diagnóstica. Se han desarrollado algunos métodos de diagnóstico moleculares que han mostrado ser adecuados, no sólo para la identificación del patógeno, sino para su caracterización.

15.7 PREVENCIÓN Y CONTROL

Ya que las aves pueden infectarse en la nacedora a partir de huevos contaminados, se recomienda que los huevos incubables sean recolectados, desinfectados y almacenados de manera adecuada, para evitar que las esporas presentes en el ambiente de las casetas de las reproductoras lo contaminen. Es necesario limpiar y desinfectar los ductos y el equipo de la incubadora, además de realizar muestreos periódicos para determinar el grado de contaminación que existe dentro de las instalaciones, y adoptar medidas de lavado y desinfección específicas contra *Aspergillus*, consistentes en la fumigación y aspersión con enilconazol, para disminuir los riesgos de enfermedad en el huevo fértil o los pollitos.

En las granjas de engorda, la prevención se basa en la adquisición de material de cama y alimento libres de hongos; debe evitarse el uso de cama húmeda o expuesta a una alta humedad, ya que puede ser fuente de esporas para las aves, así como los alimentos demasiado polvosos o contaminados. Antes de la llegada de las aves tienen que ser desinfectados los comederos y las líneas del agua, y, de ser posible, también el área que rodea la caseta.

No hay un tratamiento para esta enfermedad, ya que puede ser una zoonosis, además de que el uso de los antimicóticos no es viable desde el punto de vista económico, salvo en aves de alto valor que no sean de consumo. No obstante, se ha intentado el empleo de algunos medicamentos, como el sorbato de tetraciclina en una concentración de 200 mg por litro de agua para beber. Por otro lado, se ha observado que la adición de sulfato de cobre en el agua de bebida reduce la diseminación de la enfermedad en las casetas, pero no debe utilizarse como medida rutinaria.



Autoevaluación

1. ¿Cuáles son los sinónimos con los que se conoce la aspergilosis pulmonar?
2. ¿En qué tipo de aves es más común la aspergilosis?
3. ¿Cuál es la especie de *Aspergillus* que se ha encontrado que con mayor frecuencia causa la enfermedad y por qué se cree que son más graves los problemas que ésta ocasiona?
4. ¿Cuáles son las principales fuentes de contaminación en las incubadoras?
5. Mencione cuáles son los problemas de manejo que incrementan la gravedad de la infección causada por *Aspergillus*.
6. ¿Cuáles son las presentaciones que tiene aspergilosis y a qué edad se observan?
7. ¿Cuáles son los signos que se observan en las aves jóvenes?
8. ¿Cuál es la lesión pulmonar característica de las aves que presentan aspergilosis y qué otros microorganismos pueden producir lesiones similares?
9. Mencione cuáles son las medidas que se llevan a cabo en el huevo fértil para prevenir la aspergilosis.
10. ¿Cuál es la principal limitante para llevar a cabo un tratamiento en las aves comerciales?



Respuestas

1. Se le conoce como neumonía de las nacedoras o neumonía micótica.
2. La aspergilosis respiratoria se presenta con mayor frecuencia en aves domésticas criadas a nivel intensivo, como pollos y pavos.
3. La enfermedad es causada generalmente por *Aspergillus fumigatus*, debido a que sus esporas son más pequeñas que las de *A. flavus*, y por lo tanto, pueden penetrar más profundamente en el tracto respiratorio de las aves.
4. Los huevos contaminados, a partir de los cuales se liberan grandes cantidades de esporas, y los ductos de aire sucios o el equipo contaminado.
5. La humedad, estrés y malas condiciones ambientales, como una elevada concentración de amoníaco o polvo dentro de las casetas.
6. Brotes agudos con alta morbilidad y mortalidad en aves jóvenes, y una presentación crónica que afecta a las aves adultas.
7. En las aves jóvenes se observa disnea, hiperpnea y boqueo, a causa de la obstrucción de las vías respiratorias, somnolencia, pérdida de apetito, convulsiones y finalmente, la muerte.
8. La formación de granulomas que se observan como pequeños nódulos blanquecinos, que también pueden ser producidos por otros hongos o bacterias como *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* o *Salmonella* spp.
9. Se recomienda que los huevos incubables sean recolectados, desinfectados y almacenados de una manera adecuada, para evitar que las esporas presentes en el ambiente en las casetas de las reproduc-

toras lo contaminen. Los ductos y el equipo de la incubadora deben ser limpiados y desinfectados regularmente; además hay que realizar muestreos periódicos para determinar el grado de contaminación que existe dentro de las instalaciones.

10. Las principales limitantes son: que puede transmitirse al hombre, y el elevado costo de los antimicóticos, por lo que su uso se restringe a las aves de alto valor y que no sean destinadas al consumo.



Literatura consultada

- Akan M, Hazirolu R, İlhan Z, Sareyyüpoğlu B, Tunca R. A case of aspergilosis in broiler breeder flock. *Avian Dis* 2002; 46: 497-501.
- Coutts GS. Poultry diseases under modern management. 2ª ed. Hindhead, Surrey (G.B.): Saiga Publishing, 1981.
- Jordan FTW, Pattison M. Poultry Diseases. 4ª ed. Londres: Saunders, 1996.
- Kunkle RA, Rimler RB. Pathology of acute aspergillosis in turkeys. *Avian Dis* 1996; 40: 875-886.
- Lair-Fulleringer S, Guillot J, Desterke C, Seguin D, Warin S, Bezille A, *et al.* Differentiation between isolates of *Aspergillus fumigatus* from breeding turkeys and their environment by genotyping with microsatellite markers. *J Clin Microbiol* 2003; 41: 1798-1800.
- Peden WM, Rhoades KR. Pathogenicity differences of multiple isolates of *ASPERGILLUS FUMIGATUS* in turkeys. *Avian Dis* 1992; 36: 537-542.
- Richard JL, Cutlip RC, Thurston JR, Songer J. Response of turkeys to aerosolized spores of *Aspergillus fumigatus* and aflatoxigenic and nonaflatoxigenic strains of *Aspergillus flavus*. *Avian Dis* 1981; 25: 53-67.
- Richard JL, Thurston JR. Rapid hematogenous dissemination of *Aspergillus fumigatus* and *A. flavus* spores in turkey poults following aerosol exposure. *Avian Dis* 1983; 27: 1025-1033.
- Richard JL. Aspergilosis. En: Diseases of poultry. 10ª ed. Iowa (EUA): Iowa State University Press, 1997: 351-360.
- Roy S, Ghosh RC, Misra SK, Chauhan HVS. Use of tetracycline sorbate for the treatment of *Aspergillus fumigatus* infection in broiler chicks. *Br Vet J* 1991; 147: 549-555.
- Throne SJ, Sander JE, Brown TP, Lobsinger CM, Thayer SG y Martinez A. Disseminated mycosis in layer cockerels and pullets. *Avian Dis* 2003; 47: 229-233.



CAPÍTULO XVI

Bases del comportamiento reproductivo y su relación con el manejo de la gallina doméstica

Alberto Tejeda Perea

INTRODUCCIÓN

La gallina doméstica pertenece al orden *Galliformes* y conserva rasgos de su ancestro asiático silvestre *Gallus gallus*. Además de las características físicas, muchas de las conductas integradas durante el proceso evolutivo de esta especie tienen un peso importante dentro de sus mecanismos de selección de pareja y reproducción.

Pese a la selección artificial, la gallina doméstica conserva comportamientos, como el cortejo y la estructura social, basados en jerarquías de dominancia en el momento de la selección de la pareja reproductiva. Además de la presencia de estos mecanismos, en la actualidad se integran las influencias derivadas del ambiente que se le proporciona, los rasgos físicos resultantes de la selección genética, así como las diferencias individuales en cuanto a la nutrición y el manejo general al que es sometida.

16.1 SELECCIÓN SEXUAL

La zootecnia tradicional ha restado importancia a la determinación de los mecanismos conductuales reproductivos, propios de cada especie doméstica, los cuales pese a la selección artificial, presentan repertorios de selección sexual directamente relacionados con la estructura social de la especie. Estas conductas forman parte de los mecanismos que regulan la

selección natural, cuya finalidad es la selección de las características que hacen a los individuos más aptos para la sobrevivencia de la especie.

16.2 GENERALIDADES Y MECANISMOS DE APAREAMIENTO

En las *Galliformes* (gallinas y pavos) el *harén* es la unidad social y reproductora básica, con un macho que monopoliza a un grupo de hembras. A este sistema de apareamiento se le conoce como *poliginia*, el cual centra la actividad sexual en una temporada reproductiva (FIGURA 16.1). En esta estructura original, en el macho se ha observado tolerancia hacia otros machos que se encuentran cerca del harén; pueden ser solitarios o incluso vivir en grupos de solteros. El gallo silvestre vive en lugares de vegetación densa y es territorial en un harén de aproximadamente cuatro gallinas en promedio. En condiciones más espaciosas y con la presencia de abundantes recursos, forman grupos de mayor tamaño, de cuatro a doce hembras.



FIGURA 16.1. Harén-poliginia.

Foto: Alberto Tejeda Perea

El macho es el que toma la iniciativa de reproducirse. En vida silvestre esto se restringe a la estación reproductiva, la cual se concentra en la primavera; sin embargo, no existe un límite en el periodo receptivo de las hembras, como el anestro en los mamíferos. De cualquier manera, la hembra generalmente será receptiva sólo después del cortejo del macho.

16.3 CORTEJO

En el gallo silvestre y el doméstico, el cortejo es complejo, con una cadena de estímulos-respuesta entre machos y hembras.

Al principio del cortejo el macho realiza algunas acciones en donde también se observa agresión entre ellos, así como el movimiento de las alas y una especie de danza; posteriormente lleva a cabo una serie de movimientos circulares con un ala baja, arrastrándola. Esto estimula a la gallina a echarse. Si se mueve, se presenta un patrón llamado *cornering*, o arrinconamiento, el cual incluye normalmente llamados que atraen a la hembra hacia algún recodo o esquina. Otra conducta que aparece en las etapas finales del cortejo es el acercarse por atrás, lo cual antecede de manera inmediata a la monta.

No siempre se presentan todos los pasos descritos previamente en los intentos de monta, algunos de ellos pueden estar ausentes (por lo menos de manera visible) u ocurrir sólo la monta. Cuando los machos no cohabitan de manera regular con las hembras, sobre todo cuando se separan durante la crianza, como es el caso de los reproductores pesados, se ha observado un comportamiento peculiar conocido como aproximación posterior: el macho se aproxima a la hembra por detrás con el cuello extendido y su collarín erizado, por lo general con rapidez y con el cuerpo inclinado, a lo cual sigue la monta, conocida comúnmente como pisado, al tiempo que sujeta con el pico la parte posterior de la cabeza de la hembra.

La proporción de macho: hembras dentro de la conducta de apareamiento en la gallina doméstica es similar a la que se tiene de manera natural. Esta relación varía de acuerdo con las características genéticas y edad de las parvadas y normalmente son recomendadas por los propietarios de las líneas genéticas. La regla general sobre la relación gallo:gallinas estriba en que ésta será menor en el número de hembras, conforme el peso de los animales se incrementa.

16.4 MOTIVACIÓN SEXUAL

En las aves domésticas el impulso de aparearse se inicia alrededor de los cuatro a seis meses, cuando la producción de espermatozoides es suficiente en cantidad y calidad.

En reproductoras de tipo ligero se permite criar ambos sexos juntos, o bien, reunirlos entre las 12 y las 13 semanas de edad, para que se adapten con mayor facilidad a la etapa de producción. En reproductores pesados, los machos se reúnen con las hembras dos o tres semanas antes del inicio de la producción.

En contraste con otras especies de aves, en las gallinas no es necesaria la presencia de machos para que las hembras lleguen a su madurez sexual, lo cual es un principio fundamental de la producción de huevo para consumo humano.

La motivación sexual en los machos es una característica muy marcada que se puede medir, en las hembras es más discreta. Se ha observado que una hembra que no ha tenido contacto con un macho por algún tiempo, puede acercarse a éste e incitarlo si se le presenta, aunque normalmente será el macho quien tome la iniciativa de copular y la libido marcará de manera importante el éxito reproductivo. Las cópulas pueden ser incompletas o infértiles, pese a que los gallos muestren excelente conducta. La declinación de la monta en el macho no es causada por fatiga, más bien por acostumbrarse a los estímulos de la hembra; el macho se activa si existe otra hembra desconocida disponible, a esta actitud se le llama efecto *coolidge* (término en inglés que se refiere al efecto de la promiscuidad). El que el gallo se acostumbre a algunas hembras en particular no es un problema tan grave en lotes grandes (FIGURA 16.2), este fenómeno sucede más bien en lugares con pocos animales o en jaula.

Existen variaciones entre individuos, en relación con la rapidez con que una hembra acepte de nuevo a un macho. Se sabe que un factor que puede afectar el comportamiento individual, tanto de los machos como de las hembras, es el estatus al que pertenezcan dentro de la escala social de la parvada. La gallina forma jerarquías sociales por sexo, con el consiguiente efecto de la presentación o ausencia de algunas conductas propias de dominancia o sumisión. En las hembras de alta jerarquía se puede presentar menor tendencia a echarse (sumisión), en comparación con las hembras de bajo rango social, en las que estas posturas son más frecuentes y, por lo tanto, incrementan la posibilidad de llevar a cabo la cópula (FIGURA



FIGURA 16.2. Parvada de aves reproductoras ligeras, donde el efecto coolidge no es muy marcado.

Foto: Alberto Tejeda Perea

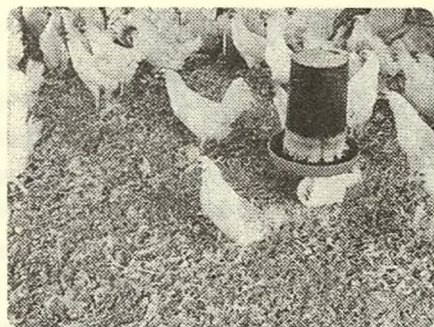


FIGURA 16.3. Hembra de escala social baja.

Foto: Alberto Tejeda Perea

16.3). En un estudio realizado por Krantzer y Craig en 1980, se observó que los apareamientos completos, los actos de agresión y las interferencias de apareamientos con otros machos (selección intrasexual) se incrementaban con relación a la dominancia (FIGURAS 16.4 y 16.5), de modo que los machos con mayor espacio y dominancia presentaban más conductas de cortejo, apareamientos completos y mayor agresión (FIGURA 16.6). También se observó que los gallos en parvadas más pequeñas mostraban más despliegues de tipo conductual, y los apareamientos encontraban su máximo número entre la segunda y la tercera semana de haberse formado la parvada de reproductores; la competencia en apareamientos se incrementaba de ma-

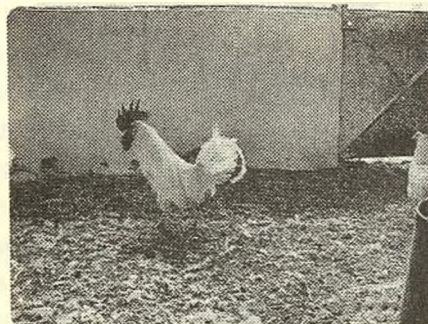


FIGURA 16.4. Macho reproductor ligero dominante.

Foto: Alberto Tejeda Perea

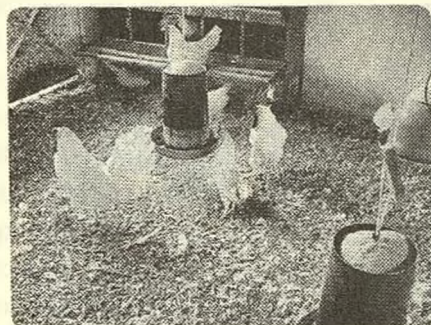


FIGURA 16.5. Competencia por apareamiento y rango social.

Foto: Alberto Tejeda Perea



FIGURA 16.6. Macho sexualmente activo con rango social alto. Foto:

Alberto Tejeda Perea



FIGURA 16.7. Gallo con barbilla simétrica, factor de selección.

Foto: Alberto Tejeda Perea

nera lineal después de un tiempo y se afectaba por las interferencias entre machos, hasta la cuarta semana después de la formación de la parvada.

El estudio anteriormente mencionado demuestra que existe selección individual tanto de los machos hacia las hembras, como de las hembras hacia los machos, por lo que los cruzamientos no ocurren de manera indiscriminada. Factores en la conformación física, como el tamaño de cresta o la simetría en las barbilla, son elementos que la gallina considera en el momento de seleccionar a un compañero sexual. En este sentido, se investigó la relación directa entre la simetría en las barbilla en los machos, con la aceptación de las gallinas a este tipo de gallo, y se observó un incremento en el número total de gallinas apareadas con los gallos que presentaban simetría en este ornamento (FIGURA 16.7). En otro estudio efectuado en 1977, se encontró que los machos se aparearon en promedio cinco veces al día, independientemente del número de gallinas disponibles por gallo. Krantzer y Craig, en 1980, analizaron las actitudes de las hembras (en una población parecida), y vieron que se apareaban más de una vez al día. Appleby *et al.*, comentan que en reproductoras de tipo pesado se registraron en promedio 0.48 apareamientos por día. Este dato es poco revelante, ya que se ha comprobado que, aún en prácticas de inseminación artificial realizadas una vez por semana, la fertilidad se mantiene en niveles altos, debido a la presencia de túbulos acumuladores de espermatozoides en la unión útero vaginal.

Incluso en parvadas grandes se ha observado un límite en el número y frecuencia de las montas, tanto para los machos, como para las hembras. Sin embargo, ambos sexos pueden modificar su comportamiento para compensar los avances o la actitud del sexo contrario. La frecuencia de apareamientos declina con la edad, no obstante, esto no tiene que ver directamente con la reducción de la fertilidad. La declinación en la fertilidad ocurre durante el año de postura, y es asociado con otros cambios relacionados con la edad y el comportamiento sexual.

16.5 CONDUCTA Y FERTILIDAD

Existen varios factores que contribuyen a la infertilidad en machos y hembras, y sólo se pueden establecer a través de la observación del comportamiento del lote. McDaniel, en 1994, mencionó que los problemas de fertilidad que por lo general ocurren en las líneas de tipo pesado, antes de las 45 semanas de edad, pueden ser atribuidos a los machos. Este autor menciona la existencia de machos de baja libido, cuyas principales causas son la madurez y la obesidad. Los problemas de fertilidad en las hembras, por lo general, comienzan después de las 45 semanas de edad. El factor mayormente asociado es la obesidad. McDaniel menciona que los problemas de fertilidad en machos pueden ser corregidos mediante selección y reemplazo de éstos.

Otro estudio reciente trató de determinar el efecto de la conducta reproductiva y agresiva sobre los niveles de fertilidad en reproductoras pesadas. La selección está dirigida al crecimiento rápido y mayor peso, pero esto ha tenido resultados negativos en cuanto a la capacidad reproductiva natural. En la comparación de dos líneas de aves reproductoras pesadas (una línea con machos de mayor promedio de peso que la otra), se encontró que el total de conductas de cortejo, como la danza o el batir de alas, así como los despliegues de agresión y contactos de cópula, disminuían con la edad en ambas líneas; pero a su vez, en la línea de menor peso, se observó una correlación entre la frecuencia de este tipo de conductas, además de mayor fertilidad y aumento del volumen testicular.

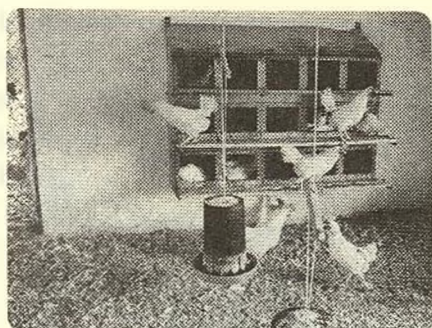


FIGURA 16.8. Localización de nidos, uso de espacios verticales.
Foto: Alberto Tejeda Perea

16.6 CONSIDERACIONES SOBRE LA CONDUCTA DURANTE LA POSTURA

De manera tradicional, los factores que se han considerado en el proceso de postura son de índole genético, hormonal y ambiental, sin tomar en cuenta la influencia de aquellos de tipo conductual.

Bajo condiciones naturales, la gallina se aleja de la parvada para elegir el lugar que considere de mayor seguridad, dentro del territorio del grupo al que pertenezca. Normalmente el sitio elegido debe estar cerrado o inclusive elevado; sin embargo, en su construcción o adaptación debe existir la posibilidad de integrar una depresión en la base. En el proceso de postura se pueden distinguir varias etapas: en la primera o exploratoria, las aves localizan el lugar más apropiado para realizar la ovoposición, en el caso de las gallinas criadas en piso y con presencia de nidos (FIGURA 16.8), lo cual no sucede en las que se encuentran en jaula; aparte de la exploración, se identifica una actitud agitada, búsqueda y habilitación del nido, con una serie de movimientos que tienen como función disponer de una depresión para depositar los huevos; estas conductas están influidas, en mayor medida, por las hormonas y su duración aproximada es de dos horas. Tanto en vida libre, como en explotaciones comerciales, se ha observado la tendencia a ovoponer de manera conjunta (FIGURA 16.9).

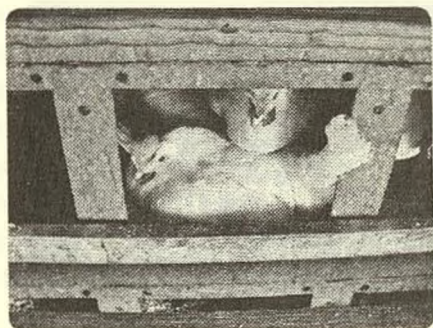


FIGURA 16.9. Conducta de postura en grupo.
Foto: Alberto Tejeda Perea

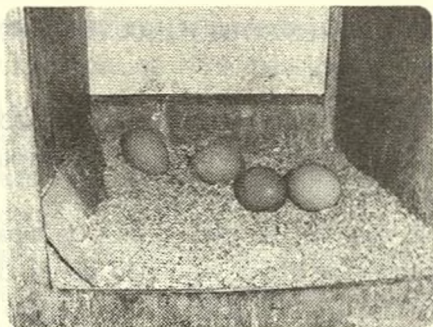


FIGURA 16.10. Efecto de postura en grupo.
Foto: Alberto Tejeda Perea

Los nidos tradicionales no permiten esta práctica, aunque en ocasiones se realiza de todas maneras (FIGURA 16.10).

En vida libre, la gallina se considera una especie de reproducción estacional, con producción limitada de huevos que constituyen su nidada. Cuando las condiciones son propicias en vida libre o en gallinas no seleccionadas genéticamente, se puede observar la siguiente y última etapa, caracterizada por el cambio en el metabolismo de la gallina, la cual, una vez que deposita el último huevo, se prepara para llevar a cabo la incubación; este estado es conocido comúnmente como "cloquez".

Un factor conductual de vital importancia es la postura de huevo, que está determinada directamente por los procesos hormonales, pero

en su ejecución la gallina tiene que elegir, vía aprendizaje, el lugar en donde ésta se realizará. La elección del nido es un proceso aparte, en el cual se corre el riesgo de que las aves ovopositen en lugares no diseñados para ello, o subutilicen los espacios (FIGURA 16.11). Las gallinas criadas en piso o en jaula requieren un tiempo de adaptación para utilizar los espacios verticales y, por lo tanto, nidos altos.

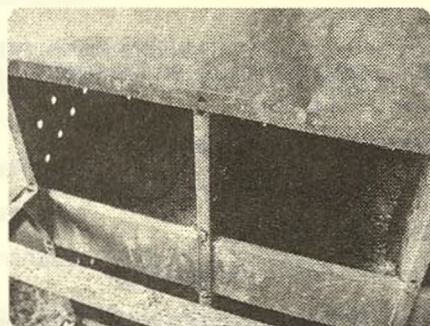


FIGURA 16.11. Subutilización por selección de nidos.

Foto: Alberto Tejeda Perea



Autoevaluación

1. ¿Para qué sirve la selección sexual en las especies animales, tanto domésticas como de vida libre?
 - a) Para mantener una línea de genes
 - b) Para obtener la mejor pareja reproductiva
 - c) Es parte del ciclo de la vida
 - d) Es un mecanismo ligado a la genética
2. ¿Cuál es el sistema de apareamiento básico en la gallina doméstica?
 - a) La monogamia
 - b) La poliandria
 - c) La poliginia
 - d) La promiscuidad
3. ¿Cuál es el estímulo desencadenante o generador de cópulas en las gallinas mantenidas en sistemas actuales de producción?
 - a) El plumaje de los machos
 - a) La presencia de gallos desconocidos
 - a) La presencia de jerarquías marcadas
 - a) La falta de contacto sexual
4. ¿Qué problema, tanto de conducta como económico, es generado por la separación de sexos en reproductoras pesadas?
 - a) La falta de cópulas
 - a) Baja en la fertilidad
 - a) Aumento de peso
 - a) Aumento de agresión

5. ¿A qué edad es recomendable unir a los productores de tipo ligero con el fin de propiciar el comienzo de la actividad sexual?
 - a) 8-9 semanas
 - b) 10-12 semanas
 - c) 12-13 semanas
 - d) 14-16 semanas
6. ¿A qué edad es recomendable unir a los reproductores de tipo pesado con el fin de propiciar el comienzo de la actividad sexual?
 - a) 8-9 semanas
 - b) 10-14 semanas
 - c) 18-20 semanas
 - d) 2-3 semanas antes de iniciar la producción
7. Una característica física conocida como atrayente en el momento de seleccionar a un macho por parte de la hembra es:
 - a) El tamaño corporal
 - b) El color de la cresta
 - c) La simetría de las barbillas
 - d) El tamaño del espolón
8. La motivación sexual hacia la cópula es una característica de comportamiento muy marcada en:
 - a) Las hembras
 - b) Los machos y las hembras
 - c) Los machos
9. Un factor que puede influir en el desempeño sexual individual, en la rapidez y en la aceptación de la cópula en la gallina es:
 - a) La madurez sexual
 - b) La jerarquía social
 - c) La alimentación
 - d) El tamaño

10. ¿Cuál se considera un componente aprendido que permite que las gallinas reproductoras realicen la postura de huevos?

- a) El efecto directo de las hormonas
- b) El efecto de la línea genética a la que pertenezca
- c) La selección y reconocimiento del nido
- d) La selección artificial



Respuestas

1. B
2. C
3. B
4. D
5. C
6. D
7. C
8. C
9. B
10. C

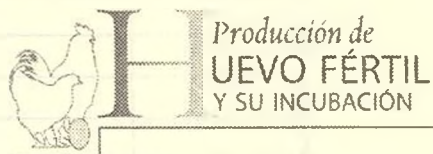


Literatura consultada

- Appleby M, Hughes B, Elson A. Poultry Production Systems. Londres: CAB International, 1992.
- Baxter MR. Ethology in environmental designs. Appl Anim Etho 1983; 9: 207-220 .
- Craig JV, Al Rawi B, Kratzer D. Social status and sex ratio effects on mating frequency of cockerels. Poul Sci 1977; 56: 767-772 .
- Estevez RP, Arias de Reyna L. An alternative hypothesis to the hierarchical social system in the domestic fowl. Abstract XXII International Ethological Conference. Torremolinos (España): 1993.
- Forkman B, Corr S. Influence of size and asymmetry of sexual characters in the rooster and hen on the number of eggs laid. Appl Behav Sci 1996; 49:285-291.
- McGary S, Estevez I, Russek-Cohen E. Reproductive and aggressive behavior in male broiler breeders with varying fertility levels. Appl Behav Sci 2003; 82(1): 29-44.
- Millman ST, Duncan I. Strain differences in aggressiveness of male domestic fowl in response to a male model. Appl Behav Sci 2000; 66(3): 217-233.
- Quintana LA. Avitecnia. 3ª ed. México: Trillas, 1999.
- Slater PJB, Halliday TR. Behaviour and evolution. Cambridge (Gran Bretaña): Cambridge University Press, 1994.
- Tejeda PA. Aspectos conductuales de la reproducción en la gallina doméstica. Memorias VI Jornada Médico Avícola; 1997; México. UNAM, FMVZ/ ANECA, 1997.
- Tejeda PA, Galindo MF. Factores presentes en la conducta de aves de corral. Guía para el Examen de Calidad Profesional. Sistema de Universidad Abierta,

Consejo Nacional de Educación de la Medicina Veterinaria y Zootecnia, A.C.
México: CENEVAL, 1996: 53-57.

- Wood-Gush DGM, Graiger G. The behaviour of the domestic fowl. Londres:
Heinemann Educational Books, 1971.



Editada por la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

Se terminó de imprimir el 16 de marzo de 2012
en la imprenta de la Secretaría de Comunicación:
Edificio 2, Planta baja, FMVZ-UNAM.

Ciudad Universitaria No. 3000, Col. Copilco Universidad,
Delegación Coyoacán, México, DF, 04360; tel: 5622 5909.

El tiraje constó de 100 ejemplares, más sobrantes para reposición.

Forros impresos en cartulina sulfatada de 12 pts.,
interiores en papel cultural de 75 g.

Formación y composición tipográfica
en tipo Myriad Pro 10.5 puntos y Minion Pro 15 puntos,
imprimiéndose en Duplicadora.

El cuidado de la edición estuvo a cargo de:

Xóchitl Hernández Velasco, José Antonio Quintana López

ESTE LIBRO ES PROPIEDAD DEL SIB-UCE

SU VENTA ES PERMIDA POR LA LEY

ESTE LIBRO ES PROPIEDAD DEL SIB-UCE

SU VENTA ES PENADA POR LA LEY



SIB - UCE

[illegible]

México se encuentra entre los primeros cinco países productores de huevo fresco y carne de pollo en el mundo. La producción de huevo fértil y su proceso de incubación representan parte fundamental de la industria avícola intensiva, pues son la base para conformar las parvadas de reemplazos de aves comerciales enfocadas a la producción de carne o huevo para el consumo humano.



En esta obra se exponen temas importantes de la producción del huevo fértil y de su incubación, dando particular relevancia a: • la infraestructura • el manejo zootécnico y clínico de las aves reproductoras • el manejo sanitario del nido y del huevo fértil • el manejo del huevo y del pollito durante su estancia en la planta incubadora y el proceso mismo de la incubación • así como a dos de las enfermedades relacionadas con el mal manejo sanitario en granja y en planta incubadora.

Con tales aportaciones, este libro tiene el propósito de contribuir a la formación de los médicos veterinarios especialistas en producción avícola que enfrentarán los nuevos desafíos de una industria que evoluciona a ritmo vertiginoso y que exige mejorar continuamente su productividad para mantener la competitividad en los mercados internacionales.



FMVZ-UNAM, México, 2012

© DERECHOS RESERVADOS



Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia