



El pavo es inmovilizado y los operarios se disponen a la recogida del semen.



En esta posición el pavo no consigue soltarse y la recogida se hace fácilmente.

Inseminación artificial y avicultura: sus ventajas

La práctica de la inseminación artificial se está difundiendo cada vez más en el sector avícola, permitiendo lograr niveles productivos, de otro modo no alcanzables, y optimizar el trabajo del personal de la explotación

Ida Giavarini

La inseminación artificial de las aves domésticas es hoy uno de los medios más eficientes y de vital importancia para la producción, sobre bases económicas y comerciales, de las carnes avícolas.

Las principales ventajas son:

- Hacer posible la fecundación entre sujetos que tiene pesos corporales, conformaciones y características económicas tales que hacen difícil y casi imposible la fecundación natural.

- Reducir el número de machos necesarios para la fecundación de un elevado número de hembras sin correr el riesgo de disminuir su fertilidad. Con la fecundación natural un gallo puede fecundar, en el curso de una semana, a unas 10 hembras, mientras que con la artificial se llega a 100-150 hembras.

- Mejorar las tasas de fecundación y de eclosión de los huevos.

Pero a estas ventajas se contraponen algunos inconvenientes:

- Mayor inversión de capital.

- Mayor trabajo.

- Disponibilidad de personal técnico adecuadamente preparado.

El éxito de la fecundación artificial se debe al empleo de adecuadas técnicas relativas a la recogida y a la conservación del semen, a las condiciones óptimas de cría y de alimentación de las estirpes parentales y, finalmente, a la elección y a la selección de los gallos en base a la uniformidad en la producción de semen de buena calidad (**Cuadro I**).

RECOGIDA DEL SEMEN

El líquido espermático puede ser recogido por masaje o mediante el auxilio de una vagina artificial.

El masaje se emplea comúnmente

en la cría de pollos, de pavos y de pintadas, bastante menos en la de palmípedas. Se puede realizar según dos técnicas:

- Por ligera presión (ordeño) de la parte posterior de la cloaca.

- Por compresión de las vesículas espermáticas.

Con el primer método el líquido espermático fluye lentamente y puede, por tanto, resultar más o menos contaminado por material vario presente en la cloaca (p.e. orinas, heces). Este inconveniente se puede evitar dejando a los gallos en ayunas durante 12 - 16 horas y sin agua de bebida durante un máximo de 6 horas. En estas condiciones, el líquido espermático debe ser utilizado inmediatamente después de la recogida.

Con el segundo método, el semen es expulsado violentamente, sin correr el riesgo de contaminaciones y, por tanto, se presta a ser conservado

(congelación). Este método, que parecería ser de fácil aplicación, tiene el inconveniente frente al anterior de reducir sensiblemente el número de los espermatozoides recogidos.

La vagina artificial se usa exclusivamente en la cría de palmípedas y permite recoger una cantidad elevada de líquido espermático. Pero se trata de una técnica de difícil aplicación y, por tanto, se usa raramente y sólo en determinados casos (p.e. **Anatra muschiata**).

La técnica de la recogida del líquido seminal mediante masaje requiere generalmente la disponibilidad de dos técnicos, el primero de los cuales comprime ligeramente la parte posterior de la cloaca para exprimir la vesícula espermática, y el segundo técnico inmoviliza al macho agarrándolo fuertemente con una mano por los tarsos, mientras que con la otra mano facilita la recogida del semen en una probeta, bien por simple compresión o bien aspirándolo en un recipiente provisto de dos tubitos. Cuando la instalación está dotada de un mecanismo adecuado para inmovilizar al gallo, se precisa un solo técnico para exprimir y recoger el semen.

El volumen del eyaculado recogido está sujeto, según algunos expertos, a amplias variaciones en función de la raza, de la estirpe y de sus características productivas; por el contrario, según otros expertos las variaciones serían limitadas.

Varios son los métodos adoptados para evaluar el volumen del eyaculado recogido. Si el volumen es abundante, se puede calcular directamente mediante el uso de una probeta graduada; si, por el contrario, es reducido (p.e. en las pintadas) se evalúa indirectamente pesando previamente las probetas de recogida. También se pueden usar otros métodos (p.e. el hematocímetro, la fotometría, el colorímetro, el espectrofotómetro), indudablemente más rápidos pero menos precisos y susceptibles de errores, especialmente cuando el eyaculado contiene grandes cantidades de uratos.

El número de espermatozoides presentes en el eyaculado recogido es independiente del efectivamente

producido y, por tanto de la real capacidad productiva del gallo, capacidad que varía notablemente en función de la raza, de la edad, de las técnicas de cría adoptadas (alimentación, iluminación, etc.), sino que de-

pende únicamente de la técnica y de la frecuencia de las recogidas. En lo que se refiere a la técnica adoptada para la recogida, depende mucho del comportamiento del personal al inmovilizar al gallo y mantenerlo des-

CUADRO I
Examen comparativo entre fecundación natural en el suelo (10% gallos) e inseminación artificial (30% de gallos) de 2.700 gallinas enanas de carne de diferentes orígenes genéticos (Ploufragan, 1985)

	Reproducción natural en el suelo	Inseminación artificial en jaula	Diferencia
Mortalidad:			
gallos	12,5 0 - 20	1,9 0 - 6	- 10,6
gallinas.....	6,5 3,3 - 12,9	6,6 3,6 - 8,9	- 0,1
Tasas de eliminación de las gallinas en % antes de la suspensión de la puesta	—	5,4 2,6 - 7,3	—
Consumo diario de pienso (g/gallina)	123,1 121,4 - 125,3	110,9 108,8 - 115,3	- 12,2
Número de huevos	168 148 - 167	163 148 - 167	- 5
Peso del huevo (g).....	60,4 58,5 - 62,3	62,4 50,6 - 63,9	+ 2,4
Huevos incubables %	95 94,5 - 95,6	96,3 96,9 - 97,6	+ 1,3
Tasas de fecundación %	86 78,2 - 90,7	92,9 92,2 - 93,8	+ 6,9
Tasas de eclosión %.....	92,6 91,4 - 93,6	93,3 92,5 - 93,8	+ 0,7
Número de pollitos.....	17 106 - 138	137 133 - 144	+10
Cantidad de alimento/pollito (g)	301,4	231,7	- 69,7
Coste de los huevos de incubación (en céntimos de lira)	72,3 68,8 - 78,3	64,4 61,8 - 67,9	+ 7,9
Peso a las 64 semana:			
gallos	50,3 4,85 - 5,39	4,52 4,13 - 4,94	- 0,51
gallinas.....	2,43 2,35 - 2,53	2,59 2,55 - 2,65	+ 0,16

CUADRO II
La tasa de eclosión disminuye simultáneamente con la tasa de fecundación (Nalbandoc et al., 1943)

	Número de días después de la eliminación del gallo				
	1 - 5	6 - 10	11 - 15	16 - 20	21 - 25
Tasas de fecundación	93	83	44	10	0
Tasa de eclosión	29	71	32	0	0

pués quieto. En lo referente a la frecuencia de la recogida, las opiniones de los investigadores no están de acuerdo. Según algunos, el número de los espermatozoides aumentaría en un 40% cuando el intervalo entre dos eyaculaciones sucesivas se sitúa entre 1 a 3 días, después de lo cual no se comprobarían ulteriores aumentos: según otros, y en particular De Reviers (1972), los machos deberían ser capturados una sola vez al día antes que en dos días consecutivos, obteniendo de este modo semanalmente un 50% más de espermatozoides. El número de los espermatozoides recogidos es superior al doble cuando el número de las recogidas semanales varían de 2 a 5. Según De Reviers "no es aconsejable realizar en un solo día más recogidas". A análogos conclusiones ha llegado también Brillard (1979) para la fecundación artificial de las pintadas.

La frecuencia óptima sería la de dos recogidas por semana. En lo referente a la **Anatra muschiata**, el número de los espermatozoides recogidos aumenta al incrementarse las recogidas (Tan, 1960).

Está comprobado, observa De Reviers, que cuanto más elevada es la frecuencia de las recogidas, tanto menor es el número de gallos necesarios y tanto mayor es la posibilidad de identificar los mejores sujetos productores de espermatozoides.

CONSERVACION DEL SEMEN

Los espermatozoides presentes en el oviducto, tanto como consecuencia

Las "tenazas" para tener quieto al pavo durante la recogida son accionadas hidráulicamente.



Detalle de la recogida. El líquido espermático no se contamina por deyecciones u otras sustancias.

de la fecundación artificial como de la natural, son recogidos y conservados en glándulas especiales conocidas como "nidos espermáticos", que tienen su sede o bien en el tramo de conjunción utero-vaginal en las proximidades del esfínter, o bien en la parte caudal del oviducto. La supervivencia de los espermatozoides a lo largo del oviducto sería relativamente

breve, mientras que es más larga en los nidos espermáticos y en particular en los úteros-vaginales.

Los nidos espermáticos son glándulas tubulares con fondo ciego, en su mayoría no ramificados, que tienen su origen por invaginaciones de la mucosa y están presentes generalmente en la base de las criptas. Están formados por células epiteliales cilíndricas, algunas ciliadas y otras que secretan una sustancia densa y granulosa, particularmente abundantes en correspondencia con el orificio glandular. Según algunos expertos, los espermatozoides serían conservados sobre todo en la región caudal de las glándulas utero-vaginales.

Los espermatozoides presentes en los nidos espermáticos se reúnen en grupos, están inmóviles con la cabeza dirigida hacia la base de los túbulos y en contacto con las microvellosidades insertadas entre los cilios.

La motilidad de los espermatozoides es una condición esencial cuando, puestos en la vagina, deben alcanzar los nidos utero-vaginales; la inmovilidad llevaría inevitablemente a su eliminación. La motilidad no es indispensable cuando los espermatozoides, abandonadas las glándulas utero-vaginales, deben subir a lo largo del oviducto para alcanzar el infundíbulo, sede de la fecundación del óvulo. La ascensión de los espermatozoides es consecuencia de las contracciones peristálticas y de los movimientos de los cilios epiteliales, y estaría obstaculizada, a nivel del área albumínifera, sólo durante la secreción del albumen, mientras que no lo sería casi nada con la secreción de la cáscara de huevo.

Todavía no está claro cual es el mecanismo que induce a los espermatozoides a abandonar las glándulas utero-vaginales para subir por el oviducto y alcanzar el infundíbulo. Se han sugerido numerosas hipótesis apoyadas en pruebas experimentales. Según algunos investigadores, se trataría de contracciones peristálticas concurrentes con la ovoposición y con la secreción de hormonas (p.e.





Feria Universal Ganadera

del 21 Mayo al 27 Septiembre

MAYO, del 21 al 29, SEMANA DE AMÉRICA

JUNIO, del 3 al 7, el Caballo
del 10 al 14, TORO DE LIDIA
del 17 al 21, AVICULTURA

JULIO, del 1 al 5, GANADO LECHERO y de Aptitud Mixta:
FRISON, PARDO, FLECKVIEH.
del 8 al 12, ANIMALES DE COMPAÑÍA
del 15 al 19, ACUICULTURA

SEPTIEMBRE, del 2 al 6, AUTOMOCIÓN Agrícola y PORCINO
del 9 al 12, OVINO y CAPRINO
DEL 9 AL 20, 9ª FERIA AGROPECUARIA DE CASTILLA Y LEÓN
del 15 al 20, VACUNO DE Aptitud CÁRNICA. CONCURSO EUROPEO
de CHAROLÉS y Desfile de CAMPEONES.
del 23 al 27, CINEGÉTICA y CUNICULTURA

Portales de Camiñas, 7 - 2º
Teléf.: 21 06 25 - Fax 21 60 84
37001 Salamanca



La nave de las pavas está dotada de un eficiente sistema de ventilación para no crear estrés térmico a los animales durante los meses estivales.

prostaglandinas); según otros, los desplazamientos de los espermatozoides serían absolutamente independientes de la ovoposición. Se ha avanzado también la hipótesis de que la salida de los espermatozoides puede ser facilitada por movimientos de los cilios de las células de los nidos espermáticos, hipótesis que todavía no ha encontrado confirmación, considerando entre otras cosas que los cilios faltan en la región distal de las glándulas y faltan también elementos contráctiles. Otro factor implicado es la actividad secretora de las glándulas espermáticas que podría favorecer la expulsión de los espermatozoides. Finalmente se ha tomado en consideración, por un lado la limitada capacidad de los túbulos, y, por otro lado, el elevado número de espermatozoides presentes, y por ello la necesidad de disponer de espacio suficiente que permita a los espermatozoides asumir la posición idónea para su expulsión, condición ésta que podría sin más desempeñar un papel determinante en su expulsión.

El límite fisiológico de la fertilidad de los espermatozoides presentes en el oviducto, aunque todavía desconocido, varía en las diversas especies de las aves domésticas, desde un má-

ximo de 50 días en los pavos hasta un mínimo de 30 días de la gallina. Según Hutt (1998), la duración de la fertilidad estaría regulada, entre otras cosas, por factores genéticos y fisiológicos.

DILUCION Y CONGELACION

En el caso de la fecundación artificial, los espermatozoides conservados fuera del aparato genital femenino envejecen muy rápidamente y pierde su poder fecundante. Una conservación de 24 horas a temperatura ambiente reduce del 11 al 15% el porcentaje de fecundación. Para evitar ese grave inconveniente es indispensable recurrir a la dilución del semen, cuyo objetivo es el de:

- Asegurar la supervivencia de los espermatozoides durante las fases de conservación, congelación y descongelación.

- Reservar la capacidad fecundante de los espermatozoides.

- Tamponar la acidificación resultante del metabolismo de los espermatozoides conservados a baja temperatura e igualmente aportar elementos nutritivos y energéticos esenciales.

- Aumentar el volumen de las dosis de inseminación.

- Disminuir la viscosidad del líquido espermático, permitiendo por tanto una mejor utilización, condición sin embargo no indispensable cuando el líquido espermático tiene una baja concentración.

- Evitar la rapidez de degeneración de los espermatozoides como consecuencia de un largo período de conservación.

La dilución debe ser convenientemente dosificada, ya que si es excesiva reduce la fertilidad.

Numerosas son las investigaciones desarrolladas para identificar los diluyentes más idóneos, es decir capaces de conservar la vitalidad de los espermatozoides, su motilidad y su poder fecundante. Se trata de diluyentes que deben responder a características físico-químicas muy determinadas y cuyo pH esté próximo al neutro (6,8 - 7,1) y al del semen que debe ser conservado. Las soluciones deben ser isotónicas o sólo ligeramente hipertónicas, nunca hipotónicas. Está demostrado, en efecto, que las soluciones hipotónicas o ligeramente hipertónicas reducen o en casos extremos anulan (**Cuadro III**) la motilidad de

los espermatozoides y provocan una deshidratación celular.

De los resultados de las investigaciones se desprende también que los cationes monovalentes del sodio y del potasio y los bivalentes de magnesio son indispensables para regular los desplazamientos intra y extracelulares del agua y en las actividades enzimáticas.

La tasa de dilución es un factor muy importante y debe oscilar entre 1/2 y 1/4; diluciones superiores llevan por un lado a un mayor consumo de O₂ por parte de los espermatozoides, y, por otro, a una disminución de la fertilidad y de la motilidad.

La dilución del líquido espermático es indispensable sobre todo en aquellas especies (pintadas) caracterizadas por una elevada concentración, con la consiguiente disminución de la capacidad de eclosión de los huevos; en las otras especies avícolas tal peligro no es preocupante, a menos que el intervalo que transcurre entre la recogida y la utilización de líquido espermático no sea excesivamente largo, o que el semen haya sido recogido de varios machos.

La congelación prevee la necesidad de adicionar "crioprotectores", sustancias que facilitan la solidificación del agua en el estado amorfo. Los crioprotectores más ampliamente usados son: el glicerol y la dimetilsulfonamida (DMSO).

Ambos productos no están todavía exentos de peligro, especialmente si son usados en elevadas concentraciones. El glicerol es muy conocido como contraceptivo y, por tanto, debe ser eliminado antes de la inseminación; la dimetilsulfonamida es tóxica y hace menos estables las membranas celulares.

Otro factor muy importante es la temperatura de conservación del líquido espermático, cuyos efectos negativos son tanto mayores cuanto más viejo es el gallo. Para un período de conservación no superior a las 6 horas, la temperatura no debe superar los 22 °C, oscilando entre los 12 y los 15 °C; para períodos más largos es indispensable recurrir a la refrigeración (3 - 5 °C), o directamente a la congelación (- 196 °C). En este último caso dos son los momentos críticos:

- La congelación.
- La descongelación y posteriormente la vuelta a la temperatura ambiente.

La congelación ofrece indudablemente la posibilidad de conservar los espermatozoides durante largo tiempo, sin embargo no está exenta de inconvenientes, como:

- Influir negativamente en el poder fecundante de los espermatozoides.
- Ocasionar daños a las membranas celulares, debidos en parte a la presencia de microcristales cuyas dimensiones y cuyo número crecen más o menos rápidamente en relación con la velocidad de enfriamiento y con la deshidratación.
- Promover toxicidad debida al aumento de la concentración intracelular de las soluciones, fenómenos ligados a la congelación.

La velocidad de congelación puede condicionar los resultados de la fecundación. Cuando la congelación es rápida se puede verificar la formación en las células de cristales, que pueden crecer también rápidamente durante la descongelación, con la consiguiente destrucción de las células; cuando, por el contrario, el enfriamiento es menos rápido o francamente lento, los cristales son, en el primer caso menos numerosos pero

más gruesos, y en el segundo caso se forman externamente a las células.

En conclusión, mientras que la congelación debe ser lenta, la descongelación, por el contrario, debe ser rápida, y se basa en la sustitución del diluyente usado por otro iclóneo para la fecundación.

INSEMINACION

Experimentalmente la inseminación de la gallina se puede efectuar a nivel de la vagina, del útero y de la zona albuminífera (magnum); en la práctica, el líquido espermático es introducido en las proximidades inmediatas del tramo de conjunción uterovaginal, sede preferentemente para la conservación de los espermatozoides. Sin embargo hay que tener presente que la zona exacta de la deposición de los espermatozoides varía en relación con las diversas razas avícolas.

Varias son las opiniones de los expertos sobre la profundidad en la que los espermatozoides deben ser introducidos para garantizar los mejores resultados. Según algunos investigadores, las tasas de fecundación y de supervivencia embrionaria serían mejores introduciendo los espermatozoides a una profundidad de 7 cm aproximadamente; por el contrario, según otros, la profundidad ideal se-

CUADRO III
Composición de algunos diluyentes (por Besbloin, 1982)

	Lake		BPSE Gallo-Pavo	Van Wanbeke Gallo	Narubina Gallo
	Gallo	Pavo			
Acetato de magnesio (g).....	0,080	0,1045	—	—	—
Citrato de potasio (g)	0,128	0,22	0,164	—	—
Glutamato de sodio (g)	1,520	1,92	0,867	6,7	2,4
Acetato de sodio (g).....	—	0,2	0,43	—	—
Citrato de sodio (g)	—	—	—	7,7	0,77
Acido citrico (g).....	—	—	—	1,3	0,03
Cloruro de magnesio (g).....	—	—	0,034	—	—
Glucosa (g)	0,400	0,36	—	6,7	1,7
Fructosa (g)	—	—	0,3	—	—
Fosfato de potasio (g).....	—	—	0,065	—	—
B.E.S. (g)	3,050	1,893	—	—	—
T.E.S. (g)	—	—	0,195	—	—
NaOH (m) (ml)	5,800	3,6	—	—	—
Leche descremada	—	—	—	20,0	50,0
Albumen (ml)	—	—	—	15,0	—

Adicionar a todos los componentes 100 ml de agua destilada.



A la izquierda. Máquina automática para la fabricación de los instrumentos empleados en la fecundación de las pavas.



A la derecha. La pava es inmovilizada de igual modo que el pavo y es fácil para el operario la introducción del instrumento para la fecundación.

ría menor (2 - 3 cm). En las pintadas los espermatozoides deberían ser introducidos a una profundidad de 2 - 3 cm, en vez de los 6 cm originariamente sugeridos.

En el momento de la introducción de los espermatozoides es indispensable ejercer una presión sobre el oviducto, para que la parte terminal de la vagina esté adecuadamente flexionada y los espermatozoides puedan ser puestos en las proximidades inmediatas de los nidos espermáticos, operación ésta de básica importancia para que los niveles de fertilidad sean elevados. La presión ejercida sobre el oviducto al inicio de la introducción de los espermatozoides debe interrumpirse cuando haya sido alcanzada la dosis necesaria del líquido espermático. Para evitar el peligro de expulsión de los espermatozoides, peligro que, por otra parte, puede darse también por otras causas, como por

ejemplo una excesiva dilución del líquido espermático.

No todas las horas de la jornada son idóneas para la fecundación artificial. Dado que la actividad de la vagina es cíclica (presencia o ausencia

de un huevo, secreciones hormonales, etc.), las horas más favorables serían las de después de mediodía (horas 14 - 19) antes que la de la mañana. Resultados muy poco satisfactorios se tienen cuando la inseminación se hace a breve distancia de la ovoposición. Estos resultados se refieren no sólo a los huevos listos para ser puestos, sino también a los que serán puestos en días sucesivos. Cuando la inseminación deba ser necesariamente efectuada a breve distancia de la ovoposición es indispensable aumentar las dosis de inseminación.

En las explotaciones en las que se ha recurrido a la iluminación artificial de los gallineros es conveniente hacer la fecundación 8 horas después del inicio de la iluminación, ya que las gallinas comienzan a poner 4 horas después de la aparición de la luz. En el caso de las pavas y las pintadas, para las cuales el inicio de la puesta se realiza más tarde que para las gallinas (6 - 10 horas después de la aparición de la luz), los tiempos mencionados sufren dilaciones. Pero hay que tener en cuenta que cuanto se ha mencionado ahora se refiere únicamente a las pollitas a inicio de su actividad.

Varias pueden ser las causas de



Detalle de la operación de la fecundación artificial.

El pienso es oro y no se puede desperdiciar ...

Razón para dar al porcicultor moderno un sistema automático, económico, rápido y eficaz. Y ahí es donde entra en su granja el sistema de alimentación en seco TF 45.

¿A que sistema de alimentación se puede adaptar?

A cualquiera, ya sea comedero individual, comedero de canal o alimentación restrictiva ...

¿Que tipo de pienso puede utilizar?

Todo tipo de alimento en seco, como granulado, harina etc.

¿Que animales se pueden alimentar?

Lechones, cerdos en periodo de acabado, cerdas gestantes y en avicultura.

¿Como se puede hacer el suministro del alimento?

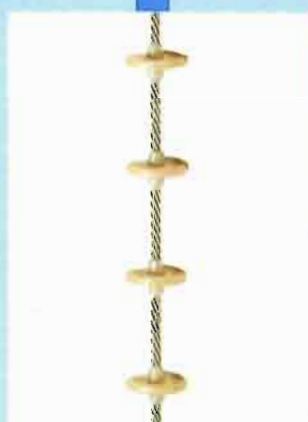
De cualquier forma, ya sea horizontal, vertical o directamente del silo.

¿Y el precio?

Tan sorprendentemente bajo como su capacidad es alta. TF 45 la solución de Big Dutchman a sus necesidades del suministro de sus piensos.

Big Dutchman es su socio.

¡Consultenos!



Big Dutchman

BIG DUTCHMAN IBERICA, S.A.

Poligono Industrial «Agro-Reus» · Calle Victor Català · 43206 REUS (Tarragona)
Teléfono (977) 31 78 77 · Apartado 374 · Fax (977) 31 50 47 · Télex 56865 bigd-e

una baja fertilidad, como por ejemplo movimientos demasiado bruscos del técnico al agarrar primero y soltar despés a las hembras, la frecuencia de las inseminaciones, la profundidad en la que es introducido el líquido espermático, la edad de la gallina, la elevada temperatura de los gallineros, etc. La selección con vistas a mejorar la productividad de las ponedoras, favorece la fertilidad.

La introducción de los espermatozoides en el oviducto se efectúa normalmente mediante el auxilio de una jeringa graduada, tipo insulina; se trata, obviamente, de inseminaciones "individuales". En los grandes establecimientos se da, por evidentes razones, la preferencia a las inseminaciones múltiples. El Instituto de Medicina Veterinaria francés ha experimentado un método de inseminación múltiple, usando una "metralleta" que permite dosificar y regular con óptima precisión la cantidad de líquido espermático introducido (de 6 a 60 dosis), consiguiendo de esta forma fecundar simultáneamente a varias hembras. Pero se trata, al menos por ahora, de un método no utilizable para todas las especies avícolas. La "metralleta" sería usada comúnmente para la fecundación artificial de las pintadas, mientras que no se puede decir lo mismo para los pavos, para los cuales dado su tamaño, este medio encontraría grandes dificultades.

BIBLIOGRAFIA

- AILEN, T. Y COLLAB. (1955). *Poultry Science*, 42, pag. 167.
- ANSAH Y COLLAB. (1985). *Poultry Science*, 64, pag. 1.801.
- ANSAH Y COLLAB. (1980). *Poultry Science*, 59, pag. 428.
- ARSCOTT Y COLLAB. (1965). *Poultry Science*, 44, pag. 1.349.
- ARSCOTT Y COLLAB. (1966). *Poultry Science*, 45, pag. 1.006.
- BAIPAL, P. Y COLLAB. (1963). *Poultry Science*, 42, pag. 882.
- BARST, M. (1980). *Poultry Science Abstr.*, 59, pag. 1.581.
- BARST, M. (1980). *British Poultry Science*, 30, pag. 423.
- BENOFF, F. Y COLLAB. (1981). *Poultry Science*, 60, pag. 1.062.
- BIGILL, S. Y COLLAB. (1987). *Poultry Science*, 66, pag. 2.032.
- BIGILL, S. Y COLLAB. (1987). *British Poultry Science*, 30, pag. 455.
- BESBOIS, E. (1982). *Fert. et Alim. des Volailles I.N.R.A.*, 211.
- BOHR, L. Y COLLAB. (1965). *Poultry Science*, 41, pag. 1.628.
- BRILLARD, J. Y COLLAB. (1979). *Ariculteur*, pag. 63.
- BRILLARD, J. (1982). *Fert. et Alim. des Volailles I.N.R.A.*, pag. 77.
- BRILLARD, J. Y COLLAB. (1985). *Poultry Science*, 64, pag. 143.
- BRILLARD, J. Y COLLAB. (1985). *Poultry Science*, 64, pag. 713.
- BRILLARD, J. Y COLLAB. (1987). *British Poultry Science*, 28, pag. 307.
- BRILLARD, J. Y COLLAB. (1989). *Poultry Science*, 68, pag. 558.
- BROWN, L. Y COLLAB. (1963). *Poultry Science*, 42, pag. 810.
- BROWN, L. Y COLLAB. (1971). *Poultry Science*, 50, pag. 295.
- BURKE, W. Y COLLAB. (1969). *Poultry Science*, 48, pag. 408.
- BURKE, W. Y COLLAB. (1979). *Poultry Science*, 58, pag. 408.
- CARIN, J. Y COLLAB. (1969). *Poultry Science*, 40, pag. 104.
- CAVALCHINI, G.B. (1983). *Il Tacchino - Edagricole*.
- CAVALCHINI, G.B. (1983). *Rivista di Agricoltura II*, pag. 17.
- CEROLINI, S. Y COLLAB. (1989). *Rivista di Agricoltura*, pag. 57.
- CHAUDHURY, D. Y COLLAB. (1988). *British Poultry Science*, 29, pag. 837.
- CHRISTENSEN, V. Y COLLAB. (1975). *Poultry Science*, 54, pag. 1.209.
- CHRISTENSEN, V. (1981). *Poultry Science*, 60, pag. 2.150.
- CLARKE, R. Y COLLAB. (1972). *Poultry Science*, 50, pag. 1.912.
- COMPTON Y COLLAB. (1979). *Poultry Science*, 58, pag. 478.
- DE REVIERS, M. (1982). *Fert. et Aliment. Aviculture I.N.R.A.*, pag. 189.
- DUPLAIX, M. Y COLLAB. (1982). *Poultry Science*, 62, pag. 2.255.
- DUPLAIX, M. Y COLLAB. (1983). *Poultry Science*, 63, pag. 265 y 775.
- FROMANT, T. Y COLLAB. (1984). *Poultry Science*, 64, pag. 2.479.
- GIENNE, A. Y COLLAB. (1980). *Poultry Science*, 59, pag. 2.544.
- GIENNE, A. Y COLLAB. (1983). *Poultry Science*, 62, pag. 379.
- GILBERT, A. Y COLLAB. (1966). *Poultry Science Abst.*, 45, pag. 1.086.
- GRAHAM, S. Y COLLAB. (1971). *Poultry Science*, 50, pag. 3.
- GRIGG, G. (1957). *Poultry Science*, 36, pag. 450.
- HOLLEMAN, K. Y COLLAB. (1976). *Poultry Science*, 55, pag. 1.154.
- HOWARTH, H. (1983). *Poultry Science*, 62, pag. 1.084.
- HUYGBAERT, G. (1987). *Archiv für Geflügelkunde*, 51, pag. 161.
- KRUEGER, D. Y COLLAB. (1977). *Poultry Science*, 56, pag. 1.566.
- JOHNSON, N. Y COLLAB. (1970). *Poultry Science*, 49, pag. 325 y 4.325.
- JONES, N. Y COLLAB. (1966). *Poultry Science*, 45, pag. 1.095.
- LAKE, P. (1983). *Worlds Poultry Science Journal*, 39, pag. 106.
- LAKE, P. (1967). *Worlds Poultry Science Journal*, 23, pag. III.
- LAKE, P. Y COLLAB. (1981). *British Poultry Science*, 22, pag. 71.
- LAKE, P. (1989). *Worlds Poultry Science Journal*, 45, pag. 53.
- LORENZ, F. (1950). *World Poultry Science Journal*, 29, pag. 20.
- LORENZ, F. (1964). *Atti V° Cong. Inter. Anim. Repr. and Art. Insemination Trento, Sez. III*, pag. 7.
- LI, C. Y COLLAB. (1986). *Poultry Science Abst.*, pag. 138.
- MARIANI, P. Y COLLAB. (1989). *Rivista di Agricoltura*, 2, pag. 37.
- MAISUMOTO, Y. Y COLLAB. (1985). *Poultry Science*, 64, pag. 718.
- MCCARTNEY, M. (1976). *Poultry Science*, 55, pag. 669.
- MCDANIEL, G. Y COLLAB. (1977). *Poultry Science*, 56, pag. 1989.
- MCINTYRE, D. Y COLLAB. (1985). *Poultry Science*, 64, pag. 1.304.
- MIRO, K. Y COLLAB. (1970). *Poultry Science*, 49, pag. 1.304.
- OGASAWARA, F. Y COLLAB. (1972). *Poultry Science*, 51, pag. 1.305.
- PARK, E. Y COLLAB. XVI Congr. Intern. Agricoltura.
- RESSEGUIE, W. Y COLLAB. *Poultry Science*, 60, pag.
- SAUVIER, B. (1982). *Fert. and Ansem. Art. en Avic. I.N.R.A.*, pag. 61.
- SCHINDLER, A. Y COLLAB. (1982). *Poultry Science*, 20, pag. 1.462.
- SEXTON, T. (1974). *Poultry Science*, 53, pag. 281.
- SEXTON, T. Y COLLAB. (1978). *Poultry Science*, 57, pag. 277.
- SEXTON, T. (1980). *IX Cong. Intern. Rep. e artif. Insemination*, pag. 527.
- SEXTON, T. (1987). *Poultry Science*, 66, pag. 1.721.
- TERADA, T. Y COLLAB. (1983). *Poultry Science*, 62, pag. 2.271.
- VAN WANBIKE, F. Y COLLAB. (1989). *British Poultry Science*, 30, pag. 461.
- VAN WANBIKE, F. (1977). *British Poultry Science*, 13, pag. 179.
- VAN WANBIKE, F. (1984). *British Poultry Science*, 35, pag. 183.
- WARRIN, D. Y COLLAB. (1929). *Poultry Science*, 8, pag. 237.
- WISSEALL, D. Y COLLAB. (1978). *British Poultry Science*, 57, pag. 1.037.
- WILCOX, F. (1981). *Poultry Science*, 37, pag. 1.357.
- WILSON, J. Y COLLAB. (1979). *World Poultry Science Journal*, 35, pag. 95.
- WILSON, J. (1987). *Poultry Science*, 66, pag. 1.535.
- WISHART, G. (1981). *British Poultry Science*, 22, pag. 145.
- WISHART, G. (1985). *British Poultry Science*, 26, pag. 375.
- WISHART, G. Y COLLAB. (1986). *British Poultry Science*, 27, pag. 97.
- VIENA, O. Y COLLAB. (1964). *Poultry Science*, pag. 609.
- ZAVALETTA, D. Y COLLAB. (1987). *World Poultry Science Journal*, 43, pag. 132.