



UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS

**EFFECTOS DEL EMPLEO DE HIDROLIZADOS DE PESCADO EN DIETAS
DE PRE-INICIO EN POLLOS BROILER MACHO. RELACIÓN ENTRE
PESO VIVO Y CRECIMIENTO DE ÓRGANOS SELECCIONADOS.**

MARCELA ANDREA LEYTON NUÑEZ

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico Veterinario
Departamento de Fomento de la
Producción Animal.

PROFESOR GUÍA: DR. JOSÉ POKNIAK RAMOS.

SANTIAGO-CHILE

2010



**UNIVERSIDAD DE CHILE
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS
ESCUELA DE CIENCIAS VETERINARIAS**

**EFFECTOS DEL EMPLEO DE HIDROLIZADOS DE PESCADO EN DIETAS
DE PRE-INICIO EN POLLOS BROILER MACHO. RELACIÓN ENTRE
PESO VIVO Y CRECIMIENTO DE ÓRGANOS SELECCIONADOS.**

MARCELA ANDREA LEYTON NUÑEZ

Memoria para optar al Título
Profesional de Médico Veterinario
Departamento de Fomento de la
Producción Animal.

NOTA FINAL:.....

		NOTA	FIRMA
PROFESOR GUÍA:	DR. JOSÉ POKNIAK R.	Seis (6,0)	
PROFESOR CONSEJERO:	DR. SERGIO CORNEJO V.	Sis. (6,0)	
PROFESOR CONSEJERO:	DR. HECTOR HIDALGO O.	Sete (7,0)	

SANTIAGO-CHILE

AGRADECIMIENTOS:

Agradezco de todo corazón el apoyo y la incondicionalidad de mis padres, Marcelino y Felicinda, la paciencia de mi esposo Siver, la confianza y el empuje de mis profesores. Dres. José Pokniak R. y Sergio Cornejo V y la inocencia y apoyo de mi hija María Paz.

2.4.2.- Aprovechamiento del saco vitelino	34
2.4.3.- Consumo de alimento	35
2.4.4.- Nutrición post nacimiento y estatus fisiológico del tracto Gastrointestinal	35
2.5.- Sistema inmune de las aves	39
2.5.1.- Nutrición e inmunidad	40
2.6.- BioCp	42
3.- HIPÓTESIS Y OBJETIVOS	43
3.1.- Objetivo General	43
3.2.- Objetivo Especifico	43
4.- MATERIALES Y METODOS	44
4.1.- Controles de indicadores productivos	45
4.2.- Controles de crecimiento de órganos seleccionados	45
4.3.- Análisis de dietas	48
4.4.-Análisis estadístico	49
5.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	50
5.1.-Análisis de dietas de preinicio.	50
5.2.-Control de Peso Vivo (gr) y Órganos seleccionados en diferentes etapas del periodo productivo	50
6.- CONCLUSIONES	58
7.- BIBLIOGRAFÍA	60

1.-SUMMARY:

Broiler pre-starter (1 – 10 days) diet supplemented with fish hydrolyzated protein (FHP) were analyzed in different concentrations on some selected organs. 690 male broiler chicks were randomly distributed in 30 floor pens. This study was 42 days long but the diets supplemented with FHP were fed only the first 10 days: pre-star stage (1 to 10 days), 5 treatments (T) with 6 replications were supplemented as follow with FHP during this period: T₁ was control corn-soybean, T₂ was control fish meal 6%, T₃: FHP (BIOCP®) 3,5%, T₄: FHP (BIOCP®) 7%, and T₅: FHP (BIOCP PLUS®) 3,5%.

The selected organs was chest muscles, intestine, liver, spleen and bursa of Fabricius, in case of the day 42, was measured abdominal fat

At the pre-started period differences on chest muscles were ($p < 0.05$) only between T₃ (FHP (BIOCP®) 3,5%) and T₅ (FHP (BIOCP PLUS®, 3,5%), where T₅ showed higher chest muscles weight than T₃, but these differences are not statistically evident ($p > 0,05$), at the end of the commercial productive cycle (day 42), this difference could be explained by the allometric growth tissues. For spleen weight differences were found ($p < 0,05$) among treatments, where T₂ had lower than T₄. You must consider that in this treatment there is a value higher than the rest which could according to transfer error.

1.- INTRODUCCIÓN.

Una de las mayores preocupaciones del hombre actual ha sido el suministro de alimentos. Frente a este desafío se ha visto en la necesidad de recurrir a la selección genética para lograr la producción de alimentos sanos y seguros. Un claro ejemplo de este trabajo es el pollo broiler, cuya presencia ha contribuido a posicionar a este tipo de ave como el proveedor principal de carne tanto a nivel mundial como local. El potencial del pollo moderno está continuamente avanzando gracias a los esfuerzos de selección comprometidos. Uno de los objetivos de la selección genética es aumentar la rentabilidad del proceso productivo mejorando características que darán como resultado un éxito cada vez mayor del sector.

La optimización de la producción y de la rentabilidad del negocio está siempre presente en los productores y nutricionistas al potenciar la calidad genética que presentan las aves. La meta del nutricionista hoy no es lograr costos mínimos sino alimentar a las aves para obtener la mayor ganancia y asegurarse que el progreso genético en aumento se traduzca en un mayor beneficio; así, el objetivo del productor de pollo broiler es maximizar la rentabilidad por kilo de carne producida.

Debido a los avances genéticos y de manejo del pollo, el tiempo y el alimento necesario para producir un pollo de 2 kg, han disminuído constantemente. Por esta razón, el periodo inicial de alimentación presenta hoy en día, una importancia cada vez mayor en la producción de pollos broiler.

2.- REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

2.1.- Producción internacional de carne de ave.

Con respecto a la producción mundial de carne de ave, según la FAO, se indica que en 2009 alcanzaría a 91,9 millones de toneladas, lo que es levemente superior al año 2008, en esta estimación se considera que el comportamiento de Brasil y China fue peor que el esperado y que la producción en EEUU disminuiría en un 4% lo que provocará un estancamiento en la producción mundial (Echavarri, 2010).

Si estas estimaciones se convierten en realidad, sería la primera vez, desde que se mantienen registros, que la producción mundial de carne de aves no muestre algún nivel de crecimiento. En el caso de Brasil, el principal exportador mundial, los niveles de producción también podrían mostrar una disminución por primera vez en quince años. Entre otros de los grandes países productores que enfrentan una posible baja en la producción se tiene a México, en que el sector ha sido afectado por el alto costo de los alimentos, y Pakistán, donde se señala que sobre un tercio de los productores avícolas ha reducido su producción o cerrado su actividad. En contraste, se estima que la producción de China crecerá en 2%, llegando a 15,4 millones de toneladas. También se espera una expansión en la producción de carne de ave en India, Indonesia, Filipinas y Tailandia, donde una mejor relación entre el precio de alimento y el del pollo ayuda a atenuar la presión financiera de los avicultores. En Europa, el crecimiento de la producción de Rusia ha sido corregido al alza y actualmente se estima en 12%.

Para la Unión Europea, con una relación precio del pollo y el alimento deteriorada, se espera un crecimiento de sólo 1% en 2009. En África, la producción avícola de Egipto, luego de dos años de disminución causada por un brote de gripe aviar, comienza lentamente a estabilizarse. Sin embargo, este país puede enfrentar una disminución de 5% en su producción del año 2009. También se anticipan caídas en la producción de carne de aves de Marruecos. La situación es más positiva en Benín y Nigeria, donde se podría observar algún nivel de crecimiento, ya que se están construyendo nuevas plantas de procesamiento de pollos. No se anticipan cambios en la producción de Sudáfrica en el año 2009 (Echavarri, 2010).

2.2.- Producción nacional de carne de ave.

La industria avícola nacional es la principal productora de carnes en Chile. Con 604.048 toneladas, fue responsable del 44,9% de la producción total de carnes en el año 2009.

Esta producción proviene de una industria altamente concentrada, tanto geográficamente como en número de productores. Durante el año 2009, el 96,4% de la producción provino de las regiones de Valparaíso, Metropolitana y del Libertador Bernardo O'Higgins. Esta concentración regional también se relaciona con el tipo de producto (Echavarri, 2010).

A partir del año 1986, la industria ha mostrado un crecimiento sostenido en producción, donde sólo en dos ocasiones se produjo una leve baja respecto al año anterior. Éstas correspondieron a la presentación del brote de influenza aviar en 2002 y al incendio de la planta faenadora San Vicente de Super Pollo en 2007. Los aumentos de la producción han tenido dos destinos: el consumo interno y el mercado externo (Echavarri, 2010).

La disponibilidad aparente de estas carnes a nivel nacional se había estabilizado en alrededor de 33 kilos por habitante. Sin embargo, en el año 2009, como consecuencia de la crisis económica, disminuyó a 31,9 kilos. Respecto al proceso exportador, continúa el esfuerzo para aumentar el acceso a diferentes mercados. Se trabaja en distintas áreas, tales como mejorar las condiciones de acceso, obtener reconocimiento sanitario por parte de nuevos países y ampliar el número de plantas habilitadas para exportar a ciertos mercados (Echavarri, 2010).

La condición sanitaria es uno de los pilares en que se basa el desarrollo del sector. Esta condición se encuentra bajo amenaza constante, por lo cual el Servicio Agrícola y Ganadero realiza acciones permanentes para evitar el ingreso de plagas y enfermedades y actuar rápida y eficazmente frente a un brote. En agosto de 2009 se demostró la eficiencia en la respuesta del sector ante un brote de influenza aviar N1H1 en pavos de la Región de Valparaíso. Para enfrentar esta situación actuaron coordinadamente los sectores público y privado, lo que permitió controlar rápidamente la enfermedad (Echavarri, 2010).

La industria avícola local, hasta el año 2006 había tenido un crecimiento sorprendente en las últimas dos décadas. La disponibilidad de carne de ave para consumo interno había crecido sobre un 200% en el período, alcanzando casi 34 kg per cápita al año durante 2006 y convirtiéndose en la principal fuente de proteína animal en el mercado doméstico. Las exportaciones, que en 1991 llegaban a US\$ 13,6 millones, en el año 2006 superaron los US\$ 150 millones. La industria ha efectuado grandes inversiones, modernizando tanto los sistemas

productivos como agroindustriales, introduciendo tecnología y proporcionando unos 20.000 empleos (Rivas, 2007).

De la producción nacional de carne de ave en el año 2007, un 9,6% se destinó a la exportación. La estrategia de la industria fue aumentar su presencia exportadora, lo cual se visualiza durante el año 2008, en que se realizaron exportaciones a 36 países, aumentando en 38,8% el volumen exportado al mes de noviembre (Echavarri, 2009).

La carne de ave corresponde a la principal fuente de proteína animal a nivel nacional, con una disponibilidad aparente de 33,2 kilos por habitante en el año 2007, lo que corresponde a un 40% de participación en el consumo de carnes. Los precios de la carne de ave son competitivos con respecto a otras carnes, fundamentalmente por la eficacia relativa de la conversión de alimento en carne en las crianzas intensivas de aves (Echavarri, 2009).

Actualmente, mercados abiertos para carnes de ave son el ruso y el estadounidense. En el mercado norteamericano existe una cuota libre de arancel para 8.400 toneladas de carne de ave, que ahora podrá ser utilizada, debido a la autorización sanitaria por parte del Servicio de Inspección y Seguridad Alimentaria de ese país. Según estimaciones de la industria avícola, EE.UU. será el principal mercado de las exportaciones de carne de ave en el año 2013 (Echavarri, 2009).

Durante el año 2007 la producción de carne a nivel nacional, alcanzó a 1 millón 339 mil toneladas aproximadamente, de las cuales un 43% correspondió a carne de ave, un 37% a carne de cerdo y un 18% a carne de bovinos (**tabla 1**) (Rivas, 2007).

Tabla 1. Producción de carnes chilenas (2008).

ESPECIE	VOLUMEN (Ton. Vara)	VALOR (MMUS\$)
POLLOS	503.906	933
PAVOS	101.909	268
CERDOS	522.423	938
BOVINOS	240.257	515
OTRAS	19.982	53

Fuente: A.P.A. (2009).

Actualmente, el 90% de la producción de aves está destinada al consumo interno, sin embargo, la industria se propone, en el corto plazo, aumentar la participación de las exportaciones. (**tabla 2**)

Tabla 2. Destino de la producción de carne de ave.

2008	POLLOS
Consumo interno	79%
Exportación	21%

Fuente: A.P.A. (2009)

En relación a la producción de carne de ave en Chile, en el año 2008 se revirtió la disminución presentada en 2007, llegando a 611 mil toneladas de carne de ave, lo que representó un incremento de 5,2% respecto al año anterior. Se observó crecimiento en la producción de las carnes de todas las especies de aves, a excepción de las gallinas, que disminuyeron en 3%. Sin embargo, durante el año 2009 se produjeron 604 mil toneladas de carne de ave, lo que significó una disminución de 1,2% con respecto al año 2008. En términos precisos, esta baja se originó en una disminución de 11,1% en la producción de carne de pavo, ya que la producción de carne de pollos broiler aumentó levemente (0,7%). En el año 2009 se registró una disminución en la producción, tanto de carnes rojas como blancas. No obstante, ésta fue de menor intensidad en el caso de las carnes blancas, si se compara con la reducción de 1,7% en la producción de carne porcina o de 12,7% en la carne bovina. La tasa de crecimiento promedio anual en la producción de carne de aves para el período 2004 a 2008 fue de 2,5%, siendo de 1,9% para la carne de pavo y de 2,6% para la de pollos broiler. Proporcionalmente, la carne de pollos broiler representó el 84% de la producción total de las carnes de ave del año 2009 y la carne de pavo, el 15% (**tabla 1**).

Respecto a la producción nacional de carne de ave, por primera vez en cinco años, el 2007 presentó una disminución del crecimiento respecto al año anterior, con una producción total de carne de ave de 581.034 toneladas, 5,3% por debajo de 2006 (**tabla 3**). Cabe destacar que este sector creció un 28,5% durante el período 2002 a 2007. De las carnes de aves el único producto que mostró crecimiento respecto al año 2006 fue la carne de pavo; proporcionalmente, el principal producto en 2007 fue el pollo broiler, con 480.462 toneladas y el 82,7% del total

seguido por la carne de pavo, con 16,3% de participación y una producción de 94.706 toneladas. Bastante más atrás se ubicaron la carne de gallinas y la de otras aves, con porcentajes menores.

Tabla 3. Producción nacional de carne de ave por especie (toneladas)

AÑO	TOTAL AVES	BROILER	GALLINAS	PAVOS	OTRAS*
2004	535.002	446.233	6.361	82.284	124
2005	549.925	456.689	6.150	86.962	125
2006	613.757	517.048	6.223	90.399	87
2007	581.034	480.462	5.804	94.706	63
2008	611.511	503.906	5.627	101.909	69
2009	604.048	507.519	5.846	90.600	83
Var. 08/07 (%)	5,2	4,9	-3,0	7,6	10,4
Var. 08/09 (%)	-1,2	0,7	3,9	-11,1	19,6

*: Incluye patos, gansos, avestruces y otros.

Fuente: elaborado ODEPA (Echávarri) con antecedentes del INE. 2010.

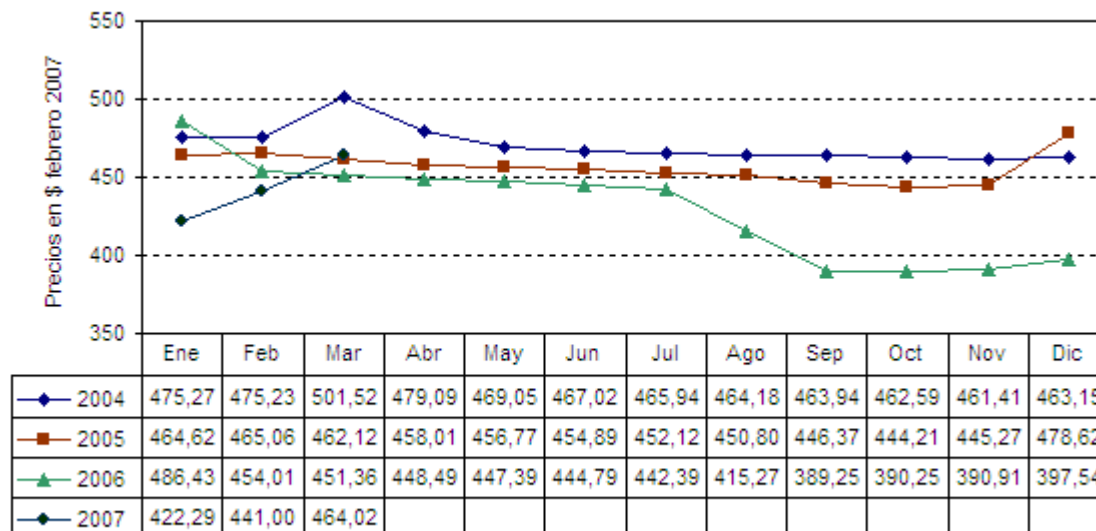
En el período enero-octubre de 2008, se han producido 479 mil toneladas de carne de ave, lo que representa un incremento de 5,8% con respecto al mismo periodo de 2007 (Echavarri, 2009).

2.2.1.-Precios.

El precio real promedio del pollo broiler a nivel nacional durante el año 2006 fue un 5,9% más bajo que el registrado en 2005. En agosto del año 2007 el precio bajó más de 6% con respecto al de julio, lo que se repitió en septiembre, alcanzándose el precio más bajo de los últimos cinco años. Este nivel se mantuvo aproximadamente hasta diciembre. La **figura 1** muestra la disminución del precio del pollo broiler desde el año 2004, lo cual, en gran medida, está explicado por el crecimiento eficiente de la producción nacional y el importante incremento de la importación desde Argentina. En los primeros meses del año 2007 se observó un repunte,

de manera que en marzo el precio medio se ubica levemente por encima del precio de marzo de 2006 (Rivas, 2007).

Figura 1. Precio real a productor de pollo broiler vivo



Fuente: elaborado por ODEPA

Fuente Echavarrí, 2009.

2.2.2.-Importaciones de carne de ave.

Argentina es el principal proveedor de carne de ave para Chile. Sus envíos se iniciaron en el año 2003, y luego de cinco años de crecimiento constante en los volúmenes enviados a Chile, a una tasa promedio anual de 93,3% durante el período 2003-2007, en el año 2008 se produjo una reducción de 5,6%. Es así como en ese año ingresaron 23.821 toneladas procedentes desde este origen (97,3% del total de carne de ave importado durante 2008), por un total de US\$ 40,1 millones. El 3,7% restante correspondió al inicio de las importaciones desde EE.UU., las cuales alcanzaron a 656 toneladas, por un valor de US\$ 1,3 millones. En términos totales, el año 2008 mostró una disminución de 3% en el ingreso de carne de ave, que alcanzó a 24.477 toneladas. Sin embargo, el valor de dichas importaciones creció 20,2% en comparación con el año 2007, llegando a US\$ 41,4 millones (Echavarrí, 2010).

En el año 2009 se produjo un aumento tanto del volumen como del valor de las importaciones de carne de ave (46% y 18%, respectivamente), en relación al año 2008 (**tabla 4**).

Es así como se importaron 35.736 toneladas, por un valor de US\$ 48,9 millones. Además, durante el año 2009, en el mes de marzo se incorporó Brasil como proveedor de carne de aves. (tabla 4).

Tabla 4. Importaciones de carne de aves (años 2007 – 2009)

PAIS	VOLUMEN (TONELADAS)				VALOR (MILES DE US\$)				
	2007	2008	2009	Var % 09/08	2007	2008	2009	Var % 09/08	% part 2009
Argentina	25.235	23.821	31.247	31,247	34.475	40.106	44.267	10,4	90,5
Brasil	0	0	4.008		0	0	3.569		7,3
EE.UU	0	656	481	-26,7	0	1.338	1.078	-19,4	2,2
Subtotal	25.235	24.447	35.736	46,0	34.475	41.444	48.914	18,0	100,0
Otros países	0	0	0		0	0	0	0,0	0,0
Total	25.235	24447	35.736	46,0	34.475	41.444	48.914	18,0	100,0

Fuente: Echavarrri con información del Servicio Nacional de Aduanas, 2010.

2.2.3.- Exportaciones de carne de ave.

Las exportaciones de carne de ave en el año 2009 llegaron a 99.362 toneladas (tabla 5). Esto representa un aumento de 27,4% en relación al volumen exportado en 2008. El crecimiento de los volúmenes exportados está fuertemente marcado por el incremento en las carnes de pollo. Estas exportaciones llegaron a 38 destinos diferentes, generando un total de US\$ 201 millones, lo que implica una variación positiva de 8,7% respecto al año 2008.

Las exportaciones de carne de pollo en el año 2009 correspondieron a 81,9% del volumen total de carne de ave exportado. Mientras ellas crecieron 33,1% en cantidad y 13,5% en valor respecto al año anterior, las de carne de pavo mostraron un aumento de sólo 6,4% en el volumen exportado respecto al año 2008, llegando a 17.955 toneladas. Lo anterior fue acompañado de una disminución de 9,1% en los ingresos generados por las exportaciones de carne de pavo, los que alcanzaron a US\$ 35,9 millones.

No obstante, los productos que importan estos países son diferentes: mientras China demanda principalmente trozos y despojos comestibles de pollo y de pavo, el Reino Unido y México adquieren en general productos de mayor precio y, aunque los trozos y despojos son también productos demandados, los compran sin hueso. Canadá, en cambio, se ha convertido en un mercado de importancia para productos de alto precio, como pechugas de pavo (Rivas, 2007).

Tabla 5. Exportaciones de carne de ave (año 2007-2009)

PAIS	VOLUMEN (TONELADAS)				VALOR (MILES DE US\$)				
	2007	2008	2009	Var % 09/08	2007	2008	2009	Var % 09/08	% part. 2009
México	21.049	28.500	30.057	5,5	65.461	78.512	67.758	-13,7	33,7
Reino Unido	8.952	7.492	10.136	35,3	38.462	33.908	37.810	11,5	18,8
China	5.874	5.535	11.641	110,3	6.909	7.139	14.888	108,5	7,4
Hong Kong	8.116	14.832	10.547	-28,9	10.185	21.447	14.010	-34,7	7,0
EE.UU	0	1.023	5.133	401,7	0	2.644	13.415	407,4	6,7
Holanda	1.052	1.353	3.362	148,5	4.422	5.995	10.754	79,4	5,3
Alemania	1.344	2.667	3.357	25,9	4.638	8.697	9.605	10,4	4,8
Canadá	1.223	2.230	2.072	-7,1	4.146	7.683	6.463	-15,9	3,2
Italia	367	710	2.079	192,8	1.500	3.239	6.408	97,8	3,2
Perú	3.310	6.256	7.227	15,7	2.230	4.747	5.999	26,4	3,0
Subtotal	51.287	70.588	85.611	21,3	137.943	174.011	187.110	7,5	93,1
Otros países	4.604	7.426	13.751	85,2	4.373	10.969	13.966	27,3	6,9
Total	55.891	78.014	99.362	27,4	142.316	184.980	201.076	8,7	100,0

Elaborado por Echavarrí con información del Servicio Nacional de Aduanas 2010.

Hay aumentos interesantes en las exportaciones hacia Hong Kong y Gabón. México continúa siendo el principal destino de la carne de ave, seguido por el Reino Unido, Hong Kong y China.

2.3.- Fisiología y genética.

Desde un punto de vista energético, el incremento tisular como responsable del aumento de peso es consecuencia del exceso de energía consumida por sobre los requerimientos de mantenimiento (Soller y Eitan, 1984). Pudiéndose expresar también, a nivel celular, como el momento en que la síntesis de macromoléculas supera a la degradación de las mismas. La tasa de retención de proteínas y grasas, como así también su distribución, depende de variables propias del animal (peso, ganancia de peso, edad, sexo, biotipo, estirpe) como de variables externas (alimentación, clima, manejo, estado sanitario). De acuerdo a Webster, 1989, (citado por Melo, 2005), si las condiciones externas no son limitantes, el organismo tiene como objetivo acumular en el tiempo una cantidad determinada de proteína tisular, que determina el límite biológico del crecimiento y éste se considera regulado genéticamente. También señala que las variables que afectan la respuesta animal lo hacen en mayor magnitud sobre la cantidad de grasa que sobre la de tejido magro. La composición química corporal, excluyendo las plumas, cambia a medida que el animal crece. Los cambios más importantes son el aumento del contenido de grasa y la disminución de agua (Webster, 1989. Citado por Melo, 2005).

La mayoría de la materia seca de los músculos, que constituye tan solo un 25% del peso húmedo, se encuentra en forma de proteína (Soller y Eitan, 1984). Este tejido contribuye con el 51% de la proteína total del ave, mientras que el tejido conectivo lo hace con el 23 %, el hígado con el 5%, el plasma con el 3% y el tracto gastrointestinal con el 5% (Klasing, 1993). La síntesis y degradación proteica son procesos energéticamente caros, siendo baja la eficiencia de su deposición. Es decir, que una gran cantidad de proteína se está depositando mientras otro tanto se está degradando. Pollos seleccionados por una conversión eficiente de la energía dietaria en proteína corporal lograron altas tasas de deposición proteica con bajas tasas de degradación, en comparación con una población control (Klasing et al., 1987). El tejido adiposo tiene una cantidad de grasa, agua y una distribución que depende de la dieta, del peso, de la edad y de la raza. Su composición varía entre un 70 a un 75 % de grasa, 20 a 25 % de agua y 6 a 7 % de proteína, estando distribuido principalmente en tres regiones: piel y subcutáneo (45 %), panículo abdominal (23 %) y entre las fibras musculares (31 %), de acuerdo a las determinaciones realizadas por Carden et al. (1981).

2.3.1.- Potencial genético.

El pollo broiler macho alcanza actualmente de forma estándar 3 kilos de peso vivo a los 40 días de edad. Estas continuas mejoras en el potencial genético se espera que se enlentezcan en algún momento, pero estas predicciones se han venido haciendo cada 5 años en los últimos 30 años (Leeson, 2006).

Si se pretende que las aves para la producción de carne alcancen niveles crecientes de peso a una determinada edad, el mayor énfasis debe hacerse sobre la nutrición en las etapas más precoces y tardías de la fase de producción (Leeson, 2006).

Cuando se usa dieta de iniciación o pre-inicio, se asume que deben diseñarse para un crecimiento rápido en etapas tempranas (o para un crecimiento más uniforme) y que esto se traducirá en mayores pesos de sacrificio a una edad determinada. Según Leeson (2006) cada gramo adicional al peso vivo a los 7 días de edad implica 5 gramos más de peso vivo a los 49 días, (es decir 1 gramo más de peso vivo a los 7 días, aumenta cinco veces a los 49 días). Por tanto, puede esperarse que un pollo que pese 180 en vez de 150 gramos a los 7 días (es decir 30 gramos de peso vivo adicional a los 7 días), será 150 gramos mas pesado a los 49 días. Así mismo Rushby (2003) y Nicholson (2004) indican que un peso adicional de 10 gramos a los 7 días puede significar un incremento de 50 – 70 gramos en el peso que se obtenga al momento del sacrificio. La formulación de dieta de pre-inicio debe centrarse más en la selección de ingredientes altamente digestibles que sobre la necesidad de una alta densidad nutritiva. Por lo tanto, la dieta de pre-inicio debe asumir que el pollo es capaz de digerir sustratos complejos y/o proporcionar sustratos más digestibles hasta que su sistema digestivo haya madurado suficientemente (Leeson, 2006).

2.3.2.- Anatomía del sistema digestivo de las aves.

El sistema digestivo de las aves es anatómica y funcionalmente diferente al de otras especies animales. Incluso existen diferencias entre especies de aves. Las aves no tienen labios, en su lugar, presentan dos estructuras córneas que conforman el pico. Entre la boca y la faringe no hay una diferenciación clara. La faringe se comunica con el esófago, de forma tubular, cuya mucosa secreta mucus. En la base del cuello el esófago presenta una dilatación que se conoce como ingluvia, donde se almacenan los alimentos para humedecerlos y temperarlos, facilitando así su

paso y mejor digestión. Esta estructura no tiene función digestiva ni de absorción. Luego viene el proventrículo o estómago glandular el cual produce pepsinógeno y ácido clorhídrico, a éste le sigue el estómago muscular el cual tritura los alimentos. No está claro si produce o no algún tipo de secreción. En el intestino se distinguen tres partes, el área duodenal, el yeyuno y el íleon (Sturkie, 1967).

El duodeno es el principal lugar de digestión. En su recorrido forma un asa intestinal, la llamada asa duodenal, en forma de "U", cuyas dos ramas están unidas por restos de mesenterio y entre las cuales se encuentra el páncreas cuya forma es alargada y que consta de tres largos lóbulos. El contenido del duodeno es casi siempre ácido, presentando un pH de 6,31, por lo que posiblemente el jugo gástrico ejerce aquí la mayor parte de su acción. El yeyuno empieza donde una de las ramas de la U del duodeno se aparta de la otra. Presenta un pH de 7,04. El íleon se divide en dos partes, íleon anterior e íleon posterior que tiene como función principal la absorción de los nutrientes digeridos. El pH que se encuentra acá es de 7,59. El intestino grueso, se subdivide también en tres porciones, las cuales son: ciego, que en el caso de las aves domésticas son dos tubos con extremidades ciegas, que se originan en la unión del intestino delgado, el colon y el recto. El pH del ciego derecho es de 7,08, mientras que el pH del ciego izquierdo es de 7,12 (Hoffmann y Volker, 1969). En el ciego existe digestión bacteriana, pero es poco aprovechada por la escasa absorción que se produce en el intestino grueso. Esta digestión bacteriana actúa sobre la fibra del alimento y existe síntesis de vitaminas del complejo B y algo de absorción de agua (Sturkie, 1967).

Se cree que la función de los ciegos es de absorción, y está relacionada con la digestión de celulosa (Frandsen, 1967).

Colon Recto: Aquí se realiza la absorción de agua (Frandsen, 1967).

El páncreas produce enzimas proteolíticas, aminolíticas y lipolíticas; además una secretina intestinal estimula la secreción pancreática (Sturkie, 1967).

En ausencia de alimento, el tracto gastrointestinal no se desarrolla, en parte debido a la falta de estímulo mecánico y en parte a la actuación de mecanismos hormonales que deciden “no gastar” (reducción de la producción enzimática y del desarrollo de las microvellosidades intestinales) en ausencia de “ingresos” (bajo consumo). Por tanto, el pollito precisa un abundante aporte exógeno de nutrientes desde el mismo momento de la eclosión (Hoffmann y Volker, 1969).

La fisiología y anatomía de los pollos durante las primeras semanas después del nacimiento difiere en forma importante de la de pollos de más edad. La absorción de ciertos nutrientes está reducida en esta primera etapa. El estímulo del alimento sólido promueve los principales cambios en la estructura física del sistema digestivo y sus secreciones, aspectos esenciales para la digestión de nutrientes. Por esta razón, es importante que las aves tengan acceso al alimento lo más pronto posible después de la eclosión. En la práctica hay diferencias de 24 y 36 hr entre la eclosión y la primera ingesta de alimento. Esto se da también entre huevos de una misma bandeja en la cual el tiempo transcurrido entre la primera y la última eclosión puede ser de 24 a 36 horas, tiempo en el cual los primeros pollitos en nacer estarán sin alimento hasta que nazca el último (Noy y Sklan, 1999a).

Existen estudios que han descrito cambios asociados a la ingesta de alimento sobre peso vivo, saco vitelino, peso del intestino y su composición inmediatamente después de la eclosión (Noy y Sklan, 1999a).

2.3.2.1.- Desarrollo del sistema digestivo.

Las especies de aves seleccionadas bajo un criterio de crecimiento rápido tienen un desarrollo precoz del sistema digestivo. El páncreas, hígado e intestino delgado se desarrollan rápidamente después del nacimiento, alcanzando el intestino su máximo desarrollo entre los 6 y 10 días (Katanbaf et al., 1988).

La longitud del intestino aumenta durante la primera semana de vida incluso con ausencia de alimento; sin embargo, el consumo de alimento es esencial para el inicio del desarrollo de las vellosidades intestinales. A las 2 semanas de edad el intestino tiene plena capacidad digestiva y absorptiva. Cinco días antes de la eclosión, las vellosidades intestinales comienzan gradualmente a alargarse alcanzando su máximo a los 6 y 10 días de edad en el duodeno, yeyuno e ileon, respectivamente, en paralelo, aumenta el área de superficie intestinal y el número de enterocitos (Sklan, 2000). Durante los primeros días después del nacimiento y hasta aproximadamente los 14 días de edad, el tubo digestivo y sus órganos asociados sufren cambios significativos tendientes a permitir una adecuada transición desde una alimentación embrionaria, dependiente, fundamentalmente de los lípidos y proteínas del huevo, hacia una dieta rica en carbohidratos, proteínas y grasa (Katambaf et al, 1988). En el periodo inmediato tras el nacimiento el intestino aumenta de peso más rápidamente que el peso vivo. Este rápido crecimiento relativo alcanza un

máximo a los 6 a 10 días en pollos (Katambaf et al., 1998). Por el contrario, otros órganos del tracto digestivo, tales como estómago muscular y páncreas no mostraron cambios paralelos en tamaño relativo (Uni et al., 1998).

La digestión y la absorción son poco eficaces en el pollito recién eclosionado, aumentando rápidamente a medida que comienza la alimentación sólida exógena, con cambios en la morfología del tubo digestivo (longitud y peso del intestino delgado, crecimiento de enterocitos, vellosidades y criptas), así como en las secreciones enzimáticas intestinales y pancreáticas. La longitud y el peso del intestino (duodeno, yeyuno, ileon), hígado, páncreas, molleja y proventrículo aumentan significativamente la primera semana de vida, teniendo cada órgano un modelo de crecimiento propio (**figuras 2 y 3**). Páncreas, duodeno y yeyuno se desarrollan, en proporción, más rápidamente que el hígado y el ileon. De manera general, el desarrollo del aparato digestivo es mucho más rápido que el del resto del organismo. En cuanto a la longitud y el peso del intestino delgado, se observa un incremento de 3,9 a 5,3 g y de 13,4 a 16,8 cm (expresado por 100 g de peso corporal) al dar dietas poco digeribles. Exactamente lo mismo que ocurre con dietas enzimáticamente pobres y altamente fermentables, lo que está fuertemente correlacionado con la viscosidad del quilo (Nitsan et al, 1991).

Figura 2: Evolución del peso del sistema digestivo los primeros 10 días.

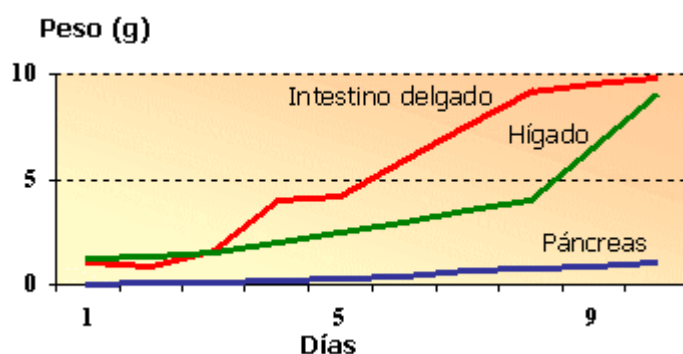
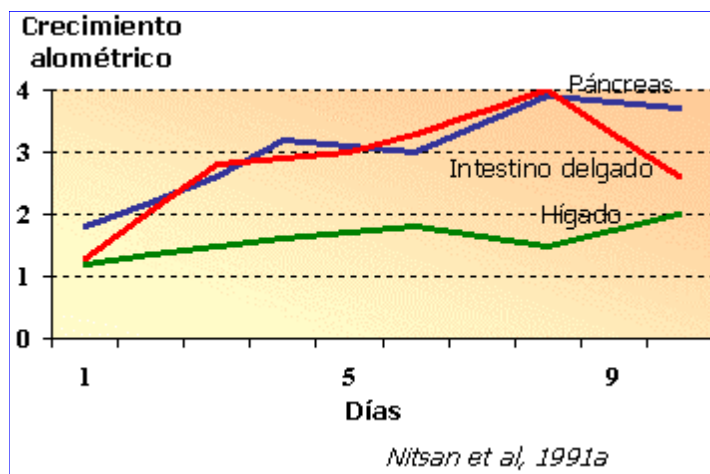
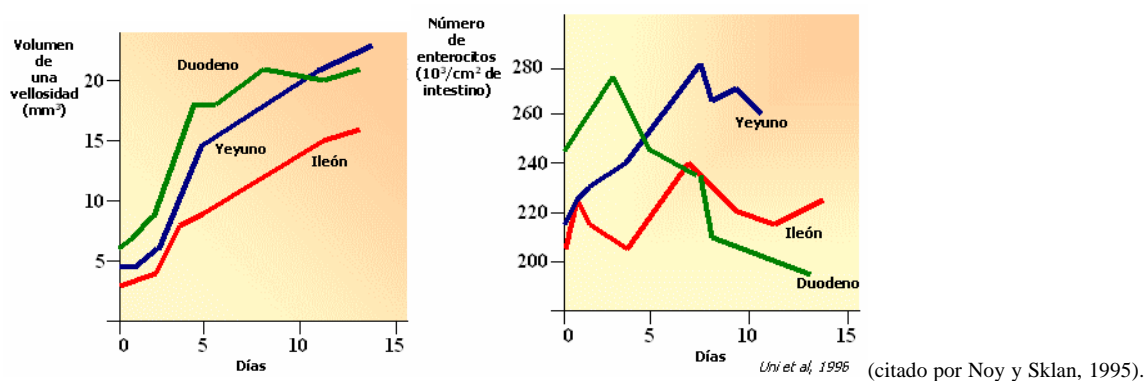


Figura 3: Crecimiento alométrico de páncreas, hígado e intestino delgado los primeros 10 días.



El examen morfométrico de la mucosa indica que la altura y el área de las vellosidades aumentó rápidamente pero a diferentes velocidades en los distintos segmentos del intestino, alcanzando un máximo a los 6 a 8 días en duodeno y después de los 10 días en el yeyuno e íleon. El tamaño de los enterocitos sufrió pequeños cambios en este periodo pero como las vellosidades crecieron, el número de enterocitos por vellosidad aumentó. La profundidad de las criptas también aumentó ligeramente lo que indica la existencia de un mayor número de células proliferativas (Uni et al., 1998).

Figura 4: Volumen de vellosidades y número de enterocitos los primeros 10 días del pollito.



Así pues, la capacidad de absorción de duodeno y yeyuno, partes principales de absorción en el pollo, va aumentando con la edad. Sabido es que la glucosa y un gran número de aminoácidos se absorben a través de un transporte dependiente del sodio. La medición de este electrolito es un

buen indicador de la absorción por las mucosas intestinales (Uni et al., 1991, citado por Noy y Sklan, 1995).

2.3.2.2.-Desarrollo del Enterocito:

Los enterocitos situados en la parte superior de las vellosidades son los encargados de la digestión y la absorción. Además son las posibles puertas de entrada de patógenos (virus, bacterias, toxinas, lectinas, etc). La regulación de su proliferación y diferenciación es complicada, ya que están involucrados varios componentes, como son la especie animal, la edad, la genética y las influencias ambientales, como los componentes de la dieta o la propia microflora residente y los patógenos. En concreto, los ácidos orgánicos, especialmente aquellos de cadena corta, juegan un papel importante en el status fisiológico del enterocito. Los ácidos grasos de cadena corta, como el fórmico, el propiónico y el butírico incrementan el tejido mucoso intestinal, tanto en intestino delgado como en grueso. El butirato es el combustible elegido por el enterocito para su mantenimiento fisiológico (Noy y Sklan, 1999).

2.3.2.3.-Microflora Intestinal:

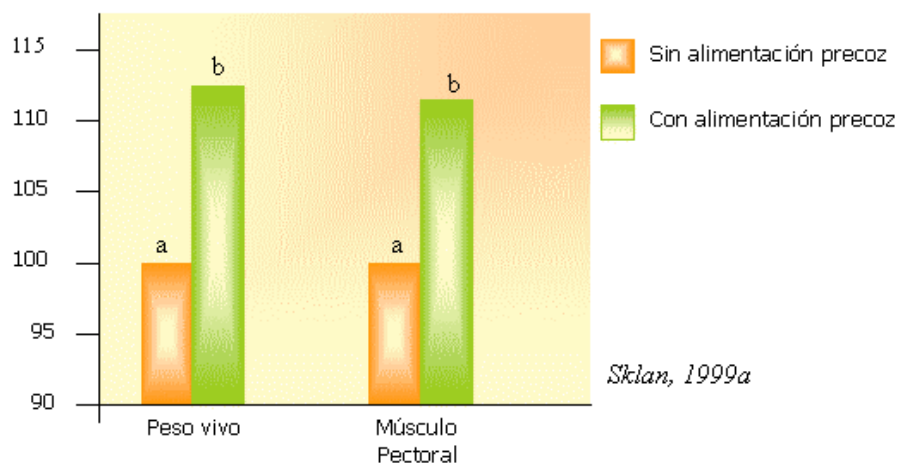
A la eclosión, el tracto intestinal del pollito está libre de bacterias además de ser relativamente inmaduro en términos de capacidad de absorción. Inmediatamente después de la eclosión, ingiere gérmenes que provocarán el desarrollo de la microflora intestinal en el pollito. Así pues, además de estar cambiando la estructura y funcionalidad del intestino delgado con la edad del ave, también cambiará la microflora y su actividad metabólica en respuesta a la ingestión de organismos, algunos de ellos patógenos y a la ingestión de carbohidratos. En la primera semana de vida, enterococos y lactobacilos predominan en el buche, duodeno e ileon de los pollitos, mientras que en el ciego se encuentran en proporciones similares ambas especies junto a los enterobacteriáceos. Posteriormente en el ciego dominarán las especies microbicas y los lactobacilos en buche, duodeno e ileon (Noy y Sklan, 1999).

2.3.2.4.-Efecto práctico

Un pollito puede tardar entre 10 y 60 horas en recibir su primer alimento desde la eclosión, dependiendo de varios factores, pero principalmente de la distancia incubadora-granja. Un retraso de 36 horas en el suministro de alimento produce una pérdida de peso a los cuarenta días de 100 a 200 g (Noy y Sklan, 1999).

La alimentación precoz produce, en relación al ayuno de 36 horas, un incremento de la secreción enzimática, una más rápida reabsorción del vitelo y un más rápido desarrollo morfométrico del intestino delgado, disminuyendo a la vez el volumen de las vellosidades intestinales. Todo esto queda reflejado en el crecimiento del broiler.

Figura 5: Desarrollo corporal y muscular con alimentación precoz y sin ella



(Citado en Noy y Sklan 1999a)

Así mismo, el peso de la bolsa de Fabricio y la secreción de IgA se ven disminuidos por el ayuno de 36 h. De todo ello, podemos concluir la importancia de realizar una rápida transición del vitelo a la alimentación exógena y que ésta se ajuste al máximo a las características fisiológicas del sistema digestivo del pollito los primeros días. El acceso rápido a los nutrientes mejora el crecimiento y la productividad e incrementa el porcentaje de pechuga. El ayuno (24-48 h) influye en el número de células satélites y la miogénesis que van a dar lugar posteriormente al desarrollo muscular (% pechuga). Sin embargo, la vía por la que se produce este efecto no está

clara todavía (Noy y Sklan, 1999).

Tras la eclosión el ave debe adaptarse a una incorporación externa de nutrientes después de una dependencia única del saco vitelino durante el desarrollo embrionario. El saco vitelino se utiliza tanto por transferencia sanguínea como por absorción en el tracto gastrointestinal en los momentos anteriores y posteriores a la eclosión (Noy y Sklan, 1999).

In vitro parece haber suficiente capacidad de absorción intestinal de la glucosa y la metionina al nacimiento. Sin embargo, estudios *in situ* indican que en presencia del saco vitelino la absorción de compuestos hidrofílicos es menor, al contrario de lo que ocurre con los lípidos (Sklan, 2000).

Con la edad aumentan las enzimas pancreáticas y las secreciones biliares, pero no cambian por gramo de alimento ingerido. Cerca de la eclosión los ácidos grasos se absorben por sobre el 80% en contraste con la glucosa y la metionina cuya absorción es del 45 – 55%. Sin embargo, a los 4 días, la digestibilidad ileal supera el 85% en el caso del almidón y los ácidos grasos y el 78% en el caso del nitrógeno; aumentando ligeramente a los 14 días (Noy y Sklan, 1999).

La importancia de un alimento pre-inicial es que las ganancias en este punto son de centavos por ave, pero las pérdidas pueden llegar a millones al año. En una actividad donde se busca mayor velocidad de crecimiento, la primera semana de vida del pollo broiler ha cambiado de importancia (Sklan, 2000).

2.4.- Nutrición en aves.

2.4.1.- Utilización de los nutrientes.

La capacidad digestiva del pollito durante la primera semana de vida es limitada, pero depende del nutriente considerado, de la calidad del pollito, y del tiempo que transcurre desde la eclosión hasta el acceso al alimento y agua. En general, la capacidad de digestión aumenta con la edad, pero se observan notables diferencias entre nutrientes, como también entre autores. Así dietas ricas en almidón aceleran la producción de amilasa pancreática, situación parecida a la que ocurre con dietas ricas en grasa y producción de lipasas (Hulan y Bird, 1972). Zelenka (1968) indicó que los coeficientes de retención de los nutrientes eran muy reducidos entre los 2 y 6 días de edad pero que aumentaban en un 20 a 25% entre los 8 y 14 días. Así la digestibilidad de la grasa paso de 68,5 a 82,6% y la de la materia orgánica de 63,4 a 84,7% de 6 a 14 días de

edad. Murakami et al. (1992), observaron que la EMAn paso de 2.600 kcal a los 4 días de edad, a 3.120 kcal a los 7 días de edad.

2.4.1.1.-Digestión y absorción de carbohidratos.

Muchos nutricionistas consideran al maíz como un ingrediente que se digiere completamente. Situación similar ocurre para el sorgo. Sin embargo, Leeson *et al.* (1993) y Collins *et al.* (1998) han observado que la EMAn del maíz puede variar considerablemente entre el mayor y menor valor obtenido. Es decir puede existir una amplia variedad entre distintos tipos de maíz en cuanto a su contenido de EMAn. Esta variabilidad se puede explicar debido a diferencias en el contenido de aceite, proteína, humedad, condiciones de cosecha y características del almidón. La digestibilidad del almidón del maíz en el íleo terminal puede ser de 85% (Noy y Sklan, 1995), incluso pudiendo llegar a valores menores a 80% (Bedford, 2000). Aún cuando el almidón es el carbohidrato predominante en los cereales, existen dentro de la composición de éstos, carbohidratos o polisacáridos no-amiláceos (PNA). Los PNA son considerados como un grupo de factores antinutricionales debido a que disminuyen la productividad del broiler. Los PNA más comunes incluyen a los β -glucanos, arabinosilanos y fructanos (Classen y Bedford, 1991). Todos los cereales que se utilizan en las dietas de aves contienen algún grado de PNA (Iji, 1999).

La mayor digestión de los PNA en aves ocurre en el intestino posterior por la influencia de enzimas secretadas por la microflora residente. El efecto más notorio de los PNA en la dieta de las aves es un aumento en la viscosidad de la digesta y la excreción de fecas pegajosas, lo cual perjudica la productividad (Iji, 1999; Classen y Bedford, 1991).

Los PNA producen un aumento en la longitud y peso del intestino delgado y ciego en pollos broiler lo que se puede deber a un aumento en la proliferación y multiplicación celular. Los β -glucanos y otros PNA se unen a nutrientes de la ingesta disminuyendo la motilidad intestinal, deteriorando la digestión y absorción de éstos. Los PNA se pueden también unir a las enzimas digestivas disminuyendo su actividad y consecuentemente la digestión de nutrientes. La viscosidad que generan los PNA restringe el acceso de las enzimas digestivas al sustrato de la ingesta, deteriorando la digestión de nutrientes. También se ha observado que algunos PNA alteran la producción de ácidos biliares conjugados, aumentando de esta forma los ácidos biliares no conjugados disminuyendo la absorción de grasas. Lo anterior se ha asociado a un aumento de

la microflora intestinal con una consecuente disminución del pH. Los PNA también se han relacionado con una disminución en la absorción de aminoácidos y glucosa en el intestino de las aves, lo cual se atribuye fundamentalmente a un aumento de la viscosidad del contenido intestinal (Iji, 1999).

El grado de viscosidad que generan los PNA en el intestino de las aves depende de numerosos factores entre los cuales destacan la edad y la concentración dietaria. Mientras mayor sea la edad de las aves mayor será la tolerancia a los PNA y a mayor concentración de PNA en la dieta mayor será la viscosidad del contenido intestinal. De lo anteriormente expuesto podemos concluir que en las dietas de pollos durante la primera fase de crecimiento (1 a 21 días de edad), no es conveniente incluir altos contenidos de PNA. Las consecuencias negativas son una disminución de la actividad de enzimas pancreáticas, una disminución en la absorción de nutrientes y un aumento indeseado en la microflora intestinal la cual puede producir trastornos en la integridad de la mucosa como en la digestión de las grasas. Todos estos factores van en desmedro del pleno desarrollo inicial del sistema gastrointestinal. El sistema gastrointestinal utiliza una alta cantidad de nutrientes para su auto renovación y procesamiento de factores alimentarios (González, 2000).

2.4.1.1.1.- Necesidades en fibra.

Hasta muy recientemente se consideraba que las necesidades del pollito en fibra cruda eran mínimas y se recomendaba reducir su contenido en las dietas, Jansen y Carre (1985), indicaron que los componentes fibrosos de los alimentos afectan negativamente el crecimiento de los pollitos y consecuentemente recomendaron reducir el nivel de fibra en las dietas de preiniciación. Sin embargo, en el momento actual, no se tiene clara la influencia del contenido en fibra cruda (FC) del alimento sobre el consumo voluntario y la digestibilidad de los nutrientes (Moran, 2006). Ensayos recientes (González-Alvarado et al., 2007) han mostrado que niveles bajos de FC (<2,5%) pueden perjudicar el desarrollo del aparato digestivo y el crecimiento del pollito. Así, en pollos alimentados con dietas muy bajas en fibra cruda (1,5%) el pH del estómago muscular fue alto, pero bajó de forma muy significativa (3,65 vs 2,89 vs 2, 76) al añadir un 3% de cascarilla de avena o de pulpa de remolacha, respectivamente, lo que indicaría que niveles adecuados de FC pueden ser beneficiosos durante al menos las tres primeras semanas de vida. De hecho, estas diferencias de pH, al añadir dos fuentes fibrosas fueron

similares a 4, 9 y 21 días de edad (González - Alvarado et al., 2005, citado por Mateos et al., 2007).

Un efecto importante de la inclusión de FC en el alimento de preiniciación en pollitos es su influencia sobre el tamaño de los distintos órganos de tracto gastrointestinal. Así González – Alvarado, (2007), observaron que la inclusión de un 3% de cascarilla de avena a la dieta de 1 a 21 días en pollitos aumentó el peso relativo del estómago muscular pero redujo la longitud del intestino delgado lo que podría ser indicativo de que la fibra adicional mejora la salud intestinal.

2.4.1.1.2.- Ingredientes Alimenticios y Microflora.

El alimento influencia la población bacteriana aportando material fermentable, por ejemplo sustrato o cambiando el ambiente en que viven las bacterias, por ejemplo aumentando la viscosidad. El aumento de la viscosidad reduce el mezclado y el tránsito intestinal lo cual reduce la oxigenación del lumen y permite el aumento de la reproducción bacteriana por un incremento del tiempo de residencia del alimento (Craven, 2000).

Bedford (1995) señala que la población bacteriana en el intestino tiene un impacto en la eficiencia de digestión de nutrientes del huésped a través de 3 mecanismos:

- 1) Invasión del epitelio y enfermedad: implica no sólo un daño sobre la mucosa intestinal sino también una respuesta inmune del huésped que va acompañada de un menor rendimiento productivo.
- 2) Competencia por fuentes alimenticias: en la cual los microorganismos del intestino compiten con el huésped por nutrientes. Una comparación entre aves libres de patógenos y aves convencionales determinaron que las bacterias del intestino pueden extraer hasta un 8% de la EMA del alimento (Muramatsu *et al.*, 1994).
- 3) Efectos secundarios de metabolitos: la fermentación bacteriana produce metabolitos que pueden directa o indirectamente afectar la actividad de enzimas digestivas, particularmente aminos biogénicas (poliaminas) y ácidos grasos de cadena corta.

Los efectos antes mencionados tienen un impacto en el valor nutricional que le asignamos a los ingredientes alimenticios y también en el resultado productivo de las aves. En la medida que

la población microbiana del intestino signifique un aumento en el tamaño y grosor de la mucosa intestinal, un desafío para el sistema inmune del ave y un menor aprovechamiento de los nutrientes, todo esto se traducirá en una peor conversión de alimento y menor crecimiento. (González, 2000).

Los enterocitos desarrollados en la fase embrionaria tienen como función prioritaria la absorción de inmunoglobulinas (Moran, 1985). Éstas estimulan el desarrollo de las vellosidades y la aparición de más enterocitos en las criptas, los que posibilitan la síntesis de diferentes enzimas, como las carbohidrasas, capaces de digerir carbohidratos complejos. El pasaje de alimento por el tracto digestivo de pollos recién eclosionados también favorece el desarrollo de enterocitos en las criptas, los que gradualmente sustituyen a los formados en la fase embrionaria. La secreción de alfa-amilasa es sustrato-dependiente (Moran, 1985). Al mismo tiempo que se alcanza la máxima capacidad de absorción de glucosa, el área del intestino también tiene un gran aumento. En los primeros días de vida, la absorción de glucosa es predominantemente aeróbica y dependiente de sodio, lo que no ocurre en la fase embrionaria (Shehata et al., 1981).

2.4.1.2.- Digestión y absorción de lípidos.

El tracto gastrointestinal del pollito recién eclosionado es anatómicamente completo, pero su escasa funcionalidad limita la digestibilidad de proteínas, lípidos y carbohidratos (Sell, 1997). Por tanto, la capacidad para digerir la grasa es limitada en el ave joven, lo que parece deberse más bien a una baja producción de ácidos biliares que a una baja producción de lipasa. De hecho la secreción de lipasa por gramo de alimento se mantiene constante entre los 4 y 10 días de vida, disminuyendo a partir de esta edad (Noy y Sklan, 2002, citado por Mateos et al., 2007).

Este proceso es dependiente de las sales biliares, lipasa pancreática, colipasa (proteína activadora de la lipasa pancreática) y de la proteína ligante de ácidos grasos. Esta proteína está involucrada en el transporte de los ácidos grasos a través de la membrana de los enterocitos. La concentración de esta proteína en los pollitos recién eclosionados es baja y aumenta hasta que llegan a las 5 semanas de edad (Katangole y March, 1980). La grasa es el nutriente que se ve más afectado por la edad, especialmente en el caso de las grasas saturadas incorporadas a dietas basadas en cereales viscosos. La capacidad de absorber lípidos no está bien desarrollada en pollitos recién nacidos (Vieira y Moran, 1999) y las secreciones de lipasa y sales biliares son insuficientes durante los primeros 10 días de vida (Sell, 1996, citado por Mateos et al, 2003).

Los pollos no digieren fácilmente las grasas en los primeros 7 a 14 días de vida. Aparentemente las causas son una menor actividad de la lipasa pancreática y una circulación enterohepática deficiente de las sales biliares lo que lleva a una pobre emulsificación de los lípidos (Vieira y Moran, 1999). Los ácidos grasos de cadena corta (< a 10 a 12 carbonos) y/o ácidos grasos insaturados son más aprovechados a esta edad.

Los ácidos grasos saturados no son bien utilizados por los pollos en los primeros 14 días de edad. Se ha planteado que la adición de un emulsificante en los primeros 7 o 14 días de edad puede ayudar en la absorción de las grasas. Existen actualmente productos comerciales que incorporan este tipo de producto, los cuales deben ser evaluados en la práctica (González, 2000).

En cuanto al grado de insaturación, los ácidos grasos poliinsaturados (AGP) tienen una digestibilidad $\geq 80\%$ en pollitos de 1 a 7 días de edad (Lilburn, 1998). Esto se refleja en la EMA que presentan diferentes fuentes de lípidos en pollos de 4 semanas de edad, dependiendo del grado de insaturación (Scheele *et al.*, 1999). En cuanto a las grasas saturadas, la EMA de éstas en pollos va aumentando proporcionalmente con la edad, con valores que fluctúan entre 6680 y 7932 kcal/kg en pollos de 2 y 8 semanas de edad, respectivamente (González, 2000).

Estudios realizados en los últimos años han demostrado que la adición de diferentes concentraciones de ácidos grasos omega-3 en la dieta inicial de pollos broiler tienen efectos beneficiosos en la resistencia de las aves a coccidiosis. Allen *et al.* (1996) observó una disminución en el score de lesiones de aves alimentadas con 5 y 10% de aceite de pescado y 10% de aceite de linaza o semilla de linaza 6 días después de una infección con *E. tenella*. Resultados similares fueron obtenidos por Korver *et al.* (1997) alimentando pollos de 3 a 14 días de edad con 4% de aceite de pescado y desafiando con *E. tenella* a los 23 días de edad. Los pollos alimentados con aceite de pescado, presentaron una ganancia de peso y conversión de alimento significativamente mejor que las aves control alimentadas con 4% de aceite de maíz (González, 2000).

Algunas investigaciones han demostrado que las dietas suplementadas con fuentes ricas en ácidos omega-3 tienden a disminuir los carotenoides plasmáticos en pollos no infectados, esto sugiere que el estrés oxidativo, generado por la peroxidación de los ácidos grasos omega_3 participa en la protección a coccidiosis (Korver et al. 1997, Allen y Danforth, 1998).

De lo anteriormente expuesto, podemos concluir que durante la fase inicial de crecimiento (hasta los 7 días de edad) los lípidos de la dieta deben ser de cadena corta (< a 10 C) e

insaturados. El uso de ácidos grasos omega-3 del tipo EPA (C 22:5), DHA (C 22:6) y linolénico (C 18:3) a esta edad pueden ser beneficiosos para la respuesta inmune al desafío con coccidia (González, 2000).

2.4.1.3.- Digestión y absorción de proteínas.

2.4.1.3.1.- Necesidades en proteínas y digestibilidad de las fuentes proteicas.

Diversos investigadores han estudiado la necesidad de aminoácidos esenciales en el pollito joven (Noy y Sklan, 2003), pero las necesidades proteicas del pollito en la primera semana de vida han sido poco estudiadas. Dado que se trata de un animal muy joven cabe esperar que su crecimiento se beneficie con niveles de aminoácidos superiores a los utilizados en las dietas comerciales actuales de 1 a 21 días de edad. La mayoría de los trabajos se refieren a la lisina que es el aminoácido más limitante en dietas prácticas para primeras edades, Jiménez – Moreno et al. (2006) (citado por Mateos et al., 2007) al comparar en pollitos Cobb alimentos isoenergéticos donde el nivel de lisina variaba entre 1,10 y 1,30% observaron que los pollitos que recibían 1,30% de lisina, crecían más y convertían mejor que los pollitos de los otros tratamientos hasta los 10 días de edad. En cualquier caso, las necesidades reales del pollito en proteína son limitadas, siempre que se satisfagan sus requerimientos en aminoácidos esenciales (Kerr y Kidd 1999). No se esperan problemas en relación a la productividad, en pollitos que reciben de 1 a 10 días de edad dietas balanceadas con un 20,5 – 21% de proteína total. Donalson et al. (1992) (citado por Mateos et al., 2007) indican que las aves jóvenes responden mejor a la presencia de hidratos de carbono que al exceso de proteína en la dieta, debido a que los primeros logran un mejor aumento de las reservas de glicógeno. Por tanto, una estrategia nutricional basada en utilizar bajos niveles de proteína y altos de hidratos de carbono podría ser beneficiosa en aves muy estresadas, previo a su llegada a la granja (González, 2000).

2.4.1.3.2.- Proteína y Aminoácidos.

Los pollos broiler presentan una alta tasa de crecimiento, particularmente en las 3 primeras semanas de vida. Este crecimiento demanda una alta concentración de proteína y aminoácidos digestibles. Actualmente los requerimientos de lisina digestible están en el orden de 1,2% para broiler machos y 1,15 % para broiler hembras de 1 a 14 o 21 días de edad. Para poder cubrir el alto requerimiento de aminoácidos digestibles del pollo es muy importante contar con información confiable de la digestibilidad de aminoácidos de las diferentes materias primas. Existen muchas tablas de digestibilidad de aminoácidos. El formular con aminoácidos digestibles aumenta el rango de ingredientes que pueden ser incorporados eficientemente en la dieta, mejorando la precisión de la formulación y permitiendo predecir en forma más confiable el resultado productivo. El reemplazo de la harina de soya por ingredientes con menor digestibilidad aminoacídica como el afrecho de canola, afrecho de algodón, afrecho de maravilla, harina de carne y hueso, etc, resultan normalmente en un deterioro de los resultados productivos al formular en base a aminoácidos totales. Sin embargo, cuando dietas similares se formulan en base a aminoácidos digestibles, las ganancias de peso y conversión alimenticia no se afectan. Actualmente existe coincidencia en que la formulación de dietas a base de aminoácidos digestibles es un mejor método que como aminoácidos totales (Dudley-Cash, 2000). Aún queda por definir, sin embargo, cual es la metodología más apropiada para determinar la digestibilidad de aminoácidos, si la digestibilidad verdadera medida por la excreta en aves cecectomizadas o la medida a nivel ileal (Gonzalez, 2000).

El uso de una dieta de pre-inicio puede conducir a beneficios económicos.

Los embriones son capaces de absorber aminoácidos por el intestino antes de la eclosión; esto da cuenta porque los pollitos recién eclosionados no tienen problema en absorber aminoácidos. Además, los pollitos eclosionan con alguna reserva enzimática en el páncreas. Esta reserva tiende a decrecer en los primeros días después de la eclosión, pues la síntesis enzimática en esta fase es más lenta que la demanda de los animales por enzimas, para alcanzar una plena digestión proteica. Las actividades específicas de la tripsina y quimiotripsina disminuye hasta los 6 días luego de la eclosión y después aumentan rápidamente, llegando a niveles máximos a los 10 días de edad (Noy y Sklan, 1999).

2.4.2.- Aprovechamiento del saco vitelino.

Durante el desarrollo embrionario, el saco vitelino es la única fuente energética y su contenido lipídico se transfiere al sistema circulatorio como lipoproteínas (Lambson, 1970, citado por Noy y Sklan 1999). Cerca de la eclosión el saco vitelino restante se internaliza en la cavidad abdominal y al nacimiento, el intestino contiene un material viscoso amarillo – verdoso procedente de éste (Romanoff, 1960, citado por Noy y Sklan, 1999). El contenido del saco vitelino es transferido a través de tallo vitelino, unas horas después de la eclosión, el número de células linfoides comienza a aumentar en el tallo vitelino quedando la abertura ocluida casi por completo a las 72 horas (Olah y Glick, 1984, citado por Noy y Sklan, 1999), durante las primeras 48 horas, la utilización del saco vitelino a través del sistema circulatorio permanece funcional, después de las cuales la transferencia comienza a reducirse (Esteban et al, 1991, citado por Noy y Sklan, 1999a).

Al nacimiento la yema supone un 20 a un 25% del peso del pollito y proporciona energía y proteína de forma inmediata para satisfacer las necesidades de mantención y crecimiento los primeros días de vida. Los nutrientes del saco vitelino pueden utilizarse mediante dos mecanismos diferentes: 1) fagocitosis o endocitosis del contenido de la yema hacia la circulación y transporte y 2) paso directo del contenido al tubo digestivo. En contra de lo aceptado hasta hace pocos años, la yema no supone un acumulo de reservas importantes para el pollito desde el punto de vista energético. El saco vitelino pesa aproximadamente 8 gramos y el 25% corresponde a lípidos. Todos los nutrientes presentes en el saco vitelino son rápidamente utilizados en los primeros 3 a 5 días de vida de los pollitos, siendo más crítico en los dos primeros días después de la eclosión. Estudios verificaron que el saco vitelino es más rápidamente utilizado en animales recibiendo alimento que en los que permanecieron en ayuno (Noy y Sklan, 1995.)

2.4.3.- Consumo de alimento.

Los pollos son precoces y buscan alimento inmediatamente después de la eclosión y si se les mantiene en ayuno pierden peso corporal. Normalmente, los pollitos llegan a las granjas después de 24 a 36 horas de la eclosión, perdiendo peso por el uso de nutrientes del saco vitelino, la

excreción digestiva, renal y deshidratación. Noy y Sklan (1995) señalan que el principal efecto perjudicial del retraso del inicio del consumo de alimento es que las diferentes estructuras del aparato digestivo se desarrollan lentamente.

2.4.4.- Nutrición post nacimiento y estatus fisiológico del tracto gastrointestinal.

Estudios fisiológicos han mostrado que las aves adaptan el funcionamiento del tracto intestinal a las características del contenido digestivo y por tanto a la composición del alimento. Las aves ajustan la liberación de enzimas y modifican la velocidad de tránsito del contenido digestivo a fin de maximizar la digestión de los alimentos y la absorción de los nutrientes. Diversos trabajos indican que la respuesta funcional viene modulada por el estado sanitario del tracto intestinal. Las necesidades nutricionales de pollitos recién nacidos no se conocen de forma exacta. Al nacimiento, los mecanismos de absorción están desarrollados pero no son maduros y la capacidad digestiva no es completamente funcional (Mahagna et al., 1995; Sell, 1996; Vieira y Moran, 1999, citado por Mateos et al., 2003). A edades tempranas, las aves priorizan sus necesidades y el coeficiente alométrico es mayor para los órganos que aportan que para los que demandan nutrientes (Lilburn, 1998). Es decir, los órganos digestivos y los órganos responsables de la respuesta inmunitaria tienen prioridad para recibir nutrientes sobre los tejidos musculares. Gracia et al. (2003) encontraron que el peso máximo (órgano/g PV) del proventrículo, estómago muscular, hígado, páncreas, e intestino delgado se alcanzaba a los 4,1; 3,9; 8,1; 4,6 y 7,9 días de edad, respectivamente (**tabla 7**). La digestión y absorción de nutriente depende en gran medida de la actividad enzimática del páncreas, órgano que es funcionalmente inmaduro en los primeros estadios de la vida, por tanto, la digestibilidad de las proteínas, lípidos y almidón es incompleta durante los primeros días (Nitsan et al., 1991). Para favorecer el desarrollo temprano del páncreas y del tracto gastrointestinal, se requiere el acceso rápido del pollito al agua y alimento y unas fuentes adecuadas de energía y proteína en la dieta de iniciación. El consumo rápido de alimento y agua estimula el crecimiento y la capacidad de absorción de las paredes digestivas y mejora la integridad y desarrollo posterior del tracto gastrointestinal (Vieira y Moran, 1999).

Actualmente los alimentos para pollitos durante la primera semana de vida no se diferencian de los alimentos para pollos de mayor edad (2 a 3 semanas). Sin embargo, hay notables diferencias en las características del aparato digestivo entre pollitos de una, dos o tres semanas

de vida (Batal y Parsons, 2002). Por ejemplo, al nacer el pollito está libre de microorganismos y además no está preparado para digerir con eficacia alimentos exógenos de origen vegetal, lo que no ocurre en el pollo adulto (Nitsan et al. 1999, citado por Mateos et al., 2003).

El peso relativo de los órganos del aparato digestivo aumenta de forma significativa en los primeros días tras la eclosión; ingluvia, esófago e intestino delgado alcanzan el máximo desarrollo relativo en torno a los 6 a 8 días de vida pero el estómago muscular y el proventrículo lo hacen antes (3 a 4 días) (**tabla 6**), (Dror et al., 1977). Gracia et al. (2003) observaron que la edad a la que ocurre el máximo crecimiento relativo de los diversos órganos del aparato digestivo (gramos por kilo de peso vivo), fue de 4,1 días para el proventrículo; 3,9 días para la molleja; 8,1 días para el páncreas; 4,6 días para el hígado y 7,9 días para el intestino delgado (**tabla 7**).

Tabla 6. Peso relativo de órganos digestivos (% de peso vivo), en función de la edad del broiler (Gracia et al., 2003).

ÓRGANO	Edad, (días)				
	0	4	8	15	21
Proventrículo	0,87	1,46	1,19	0,98	0,75
Molleja	5,28	5,75	4,34	3,37	2,72
Páncreas	0,15	0,57	0,59	0,49	0,40
Hígado	2,55	4,36	4,22	3,74	3,17
Intestino Delgado	2,74	6,09	6,87	4,80	4,33

Tabla 7. Edad del pollito (días) a la que se alcanza el máximo crecimiento de los diversos órganos digestivos (% de peso vivo)

Órgano	Gracia et al. 2003	Sell (1996)	Jiménez – Moreno et al (2008)
	EDAD EN DÍAS		
Proventrículo	4,1	3-5	3,7
Molleja	3,9	3-4	<3,0
Páncreas	8,1	8-9	6,3
Hígado	4,6	6-8	5,4
Intestino Delgado	7,9	5-7	5,3

El pollito que tiene acceso rápido al alimento y agua presenta un mejor desarrollo de las vellosidades intestinales que los ayunados, lo que facilita la utilización de nutrientes. Noy y Sklan (1999) compararon el efecto del acceso al agua, viruta o alimento peletizado, de pollitos recién eclosionados sobre la productividad a diversas edades y observaron que la ingestión de agua inmediatamente después del nacimiento mejoró el peso de los pollitos los primeros días de vida, pero no a partir de los 8 días de edad. El acceso a la viruta también mejoró el crecimiento en los primeros días de vida pero el efecto desapareció a partir de los 14 días de edad. Además, el acceso al alimento sólido mejoró el peso vivo, sin afectar al índice de conversión al sacrificio, y al mismo tiempo aumento el porcentaje de pechuga. Bigot et al. (2003), (citado por Mateos et al, 2003) también observaron que una limitación del consumo voluntario de alimento durante los dos primeros días de vida redujo de forma significativa el desarrollo muscular. Por lo tanto, el acceso rápido a una dieta palatable y de calidad es clave durante la primera semana de vida.

2.5.- Sistema inmune de las aves.

Aproximadamente el 75% de las células inmunitarias del ave (3% del peso vivo) están localizadas en el intestino delgado, asociadas al tejido linfóide. Los órganos linfoides de las aves

y los de otras especies animales pueden dividirse en órganos primarios y secundarios (Wehner, 1999).

Los órganos primarios son los que regulan el desarrollo de los linfocitos, en función del órgano en que maduren, los linfocitos se pueden dividir en dos poblaciones principales; linfocitos T y linfocitos B. Así todos los linfocitos T maduran en el timo, mientras que los linfocitos B, en el caso de las aves, maduran en la bursa de Fabricio. Todos los órganos linfoides primarios se desarrollan en estados fetales tempranos. A medida que el animal se desarrolla, los linfocitos inmaduros recién formados migran desde la médula ósea hacia los órganos linfoides primarios donde madurarán (**tabla 8**). Los órganos linfoides primarios no son los sitios donde los linfocitos se encuentran con antígenos extraños, y tampoco aumentan de tamaño en respuesta a la estimulación antigénica (Tizard, 2009). En esta especie los órganos primarios son la bursa de Fabricio y el timo (Toro, 1998).

Tabla 8: Comparación entre los órganos linfoides primarios y secundarios.

	PRIMARIOS	SECUNDARIOS
Origen	Unión ectoendodérmica o en el endodermo	Mesodermo
Momento de desarrollo	Estadíos embrionarios tempranos	Estadíos embrionarios tardíos
Persistencia	Involucionan tras la pubertad	Persisten en el adulto
Efecto tras la extirpación	Pérdida de linfocitos	No hay efectos o son mínimos.
Respuesta al antígeno	No hay respuesta	Completamente reactivos
Ejemplos	Timo, bursa de Fabricio, algunas Placas de Peyer.	Bazo, nódulos linfáticos.

Tizard, 2009.

En contraste con los órganos linfoides primarios, los órganos linfoides secundarios se originan durante la vida fetal tardía y persisten en el individuo adulto. A diferencia de los órganos linfoides primarios, los secundarios aumentan como respuesta a una estimulación antigénica. La extirpación quirúrgica de un órgano linfoide secundario no reduce

significativamente la capacidad inmune. Ejemplo de órganos linfoides secundarios son el bazo, los nódulos linfáticos, las amígdalas y otros tejidos linfoides en los tractos intestinal, respiratorio y urogenital. La estructura anatómica general de estos órganos esta diseñada para facilitar la captación antigénica y para proporcionar la máxima oportunidad para que los antígenos procesados sean presentados a los linfocitos (Tizard, 2009).

Bursa de Fabricio: La bursa de Fabricio sólo se encuentra en las aves. Es un saco redondeado localizado justo por encima de la cloaca y corresponde a un órgano semicircular, de consistencia firme y coloración blanquecina. Al igual que el timo, la bursa de Fabricio alcanza su mayor tamaño en el pollo entre una y dos semanas tras la eclosión, a partir de lo cual se va retrayendo a medida que el ave crece, siendo muy difícil identificarla en aves de mayor edad (Tizard, 2009).

Como el timo, la bursa de Fabricio está formada por linfocitos embebidos en tejido epitelial, formando un saco hueco que conecta con la cloaca por un conducto. Dentro del saco los pliegues epiteliales se extienden hacia la luz y dispersos por los pliegues aparecen masas redondeadas de linfocitos llamados folículos linfoides. Cada folículo esta dividido en una corteza y una médula, la corteza contiene linfocitos, células plasmáticas y macrófagos. En la unión córtico medular hay una membrana basal y una red capilar dentro de la cual hay células epiteliales, que son reemplazadas por linfoblastos y linfocitos en el centro del folículo (Tizard, 2009)

La bursa de Fabricio es un órgano linfoide primario con funciones tales como ser el lugar de maduración y diferenciación de las células formadoras de anticuerpos. Los linfocitos que se originan en la bursa de Fabricio se denomina linfocitos B (Tizard, 2009). A nivel embrionario ocurre una migración de células primordiales aún no diferenciadas, tanto a la bursa de Fabricio como al timo. El microambiente bursal y el tímico determinan la diferenciación y maduración de linfocitos B y T respectivamente. Posteriormente, los linfocitos B y T ya diferenciados, migran a órganos inmunológicos secundarios (Toro, 1998).

La bursa actúa como el timo, en la medida en que a ella migran las células inmaduras producidas en la médula ósea. Estas células proliferan rápidamente, pero el 90% al 95% de ellas acaba muriendo por apoptosis (selección negativa de los linfocitos B autorreactivos). Una vez completada su maduración, los linfocitos B supervivientes migran hacia los órganos linfoides secundarios. (Tizard, 2009).

Los órganos linfoides secundarios en broilers están conformados por el bazo y una serie de agregados linfocitarios o folículos linfoides diseminados en todos los órganos del ave (Toro, 1998).

A diferencia de los mamíferos en las aves no se aprecia la existencia de estructuras como ganglios linfáticos, los linfocitos ya diferenciados y maduros van a ubicarse a aquellos sitios donde ejercerán su función defensiva. Los tejidos linfoides asociados a las mucosas se encuentran en diversas partes del cuerpo como en el tracto gastrointestinal y en la cabeza.

Los folículos linfoides diseminados por las mucosas de las aves se denominan MALT (del inglés “Mucosal Associated Lymphoid Tissue”), que a su vez se subdividen en tejido linfoide asociado a la cabeza (HALT: Head Associated Lymphoid Tissue), tejido linfoide asociado al intestino (GALT: Gut Associated Lymphoid Tissue). Además cumple un rol inmunológico importante el bazo (Toro, 1998) En las aves la importancia de estos órganos asociados al MALT en la defensa local puede ejemplificarse al explicar en breve algunos conceptos sobre la glándula de Harder. Esta glándula, de particular desarrollo en las aves, se encuentra por detrás y debajo del globo ocular. En el hombre por ejemplo, se encuentra sólo al estado embrionario. Se han desarrollado varios estudios durante la última década sobre esta glándula llegando a determinarse que se encuentra poblada por linfocitos y células plasmáticas. Además se ha demostrado la producción de IgA contra algunos virus que afectan al sistema respiratorio alto, como el virus de la bronquitis infecciosa o el virus de la laringotraqueitis infecciosa (Toro, 1998).

El hecho por lo tanto de la práctica rutinaria de vacunar a los pollitos por las vías de la instilación ocular, spray o agua de bebida ha demostrado que la glándula de Harder responde con producción de IgA específica contra este virus cumpliendo un rol preponderante en la defensa de las aves contra virus que afectan el sistema respiratorio (Toro y Fernández, 1994).

Además, el estrés provocado por el mal manejo del ambiente en las primeras semanas impiden el buen desarrollo inmunológico de las aves (Dekich, 1992), quizás debido al comprobado incremento de corticosterona plasmática en aves sometidas experimentalmente a manejos estresantes (Kannan y Mench, 1996). Dicha hormona tiene un efecto depresor sobre el sistema inmunológico (Seguel, 1990; Gordon y Jordan, 1985, citado por Sandoval et al., 1999).

El peso de la bursa de Fabricio es un indicador muy sensible de estrés en las aves jóvenes (Cunningham, 1995). Se pueden determinar y analizar estadísticamente las diferencias y cambios macroscópicos en pesos de órganos linfoides y pesos corporales entre grupos control y

grupos estresados. La relación peso de la bursa de Fabricio / peso corporal, puede ser correlacionada con inmunosupresión. (Giambrone, 1996, citado por Sandoval et al., 1999).

Los resultados obtenidos por Sandoval et al. (1999), quienes estudiaron las consecuencias de prácticas de manejo estresantes en el desarrollo de tejidos, marcan diferencias significativas en el peso corporal a la faena y de las bursas de Fabricio a favor de las aves no sometidas al factor estresante. Según Sandoval et al. (1999), otros autores que alojaron pollos en cubículos con temperaturas de 19 y 26°C durante 48 horas, constataron que el estrés agudo provocado por bajas temperaturas iniciales ocasiona una reducción significativa ($p < 0,005$) en el peso corporal, peso del tracto gastrointestinal, del corazón e hígado con respecto a otro grupo control no sometido a dicho estrés (Monsi y Didi, 1995). Sandoval et al. (1999) concluye que la disminución significativa del peso de las bursas de Fabricio podrían relacionarse con el efecto inmunosupresor, citado por numerosos autores en experiencia similares (Tejeda Perea et al., 1997), y que la disminución en el peso corporal estaría provocada por el efecto de la corticosterona que al movilizar aminoácidos desde el músculo esquelético y triglicéridos desde el tejido graso para la producción de glucosa en el hígado (gluconeogénesis) (Kaneko, 1997), pueden comprometer seriamente los depósitos de estas sustancias y con ello la ganancia de peso corporal (Coles, 1986).

Perozo – Marín et al., (2004). calcularon la relación entre el peso de la bursa de Fabricio, bazo y timo, con el peso corporal, basando en los resultados obtenidos por Li et al., (2001), (citado por Perozo – Marín et al., 2004) quienes evaluaron el efecto del peso de las aves pertenecientes a dos líneas genéticas sobre el peso de los órganos linfoides y la inmunocompetencia, concluyendo que las aves con órganos linfoides de mayor tamaño, respondieron mejor a los desafíos que las aves con órganos linfáticos de menor tamaño. Según Perozo – Marín et al. (2004), el índice peso bursa / peso corporal es un indicador de inmunocompetencia muy utilizado por su fácil determinación y alta sensibilidad a la hora de monitorear el estatus inmunológico y la capacidad de defensa de los pollos (Perozo – Marín et al., 2004).

Bazo: Posee forma redondeada y se localiza al costado derecho, entre el proventrículo y el estómago muscular (Sisson y Grossman, 1982). Sus funciones son captar los antígenos circulantes en la sangre, activar los macrófagos y desencadenar la producción de células plasmáticas específicas (Cheville, 1980).

El bazo puede considerarse como un nódulo linfático especializado en antígenos de la sangre. Los procesos de filtración eliminan las partículas antigénicas, como los microorganismos sanguíneos, así como restos celulares y células sanguíneas viejas. La función de filtración, junto con su tejido linfoide altamente organizado, hace del bazo un componente importante del sistema inmune. Además de sus funciones inmunes, el bazo también almacena glóbulos rojos y plaquetas, recicla el hierro y asume la producción de glóbulos rojos en el feto. Como resultado, el bazo esta formado por dos formas de tejido: la llamada pulpa roja, que se utiliza predominantemente en la filtración de la sangre y el almacenamiento de glóbulos rojos; y la pulpa blanca, que es rica en linfocitos, es donde ocurren las respuestas inmunes (Tizard, 2009).

2.5.1.-Nutrición e inmunidad.

Al nacer, el sistema inmune de las aves es inmaduro por lo que son muy sensibles a ciertos procesos digestivos asociados con la exposición a patógenos (Sell, 1996). Un retraso en el acceso al alimento y agua resulta en una menor absorción de aminoácidos y otros nutrientes en el intestino delgado, lo que reduce la capacidad de producir anticuerpos contra diversas enfermedades (Dibner et al., 1998). Piquer et al. (1991) observaron que el tracto gastrointestinal actúa como barrera entre el exterior y el interior del organismo y que la concentración de inmunoglobulina A (IgA) en la mucosa intestinal de las aves era muy baja al día 1 de edad aumentando lentamente hasta los 9 días. Dibner et al. (1998) también observaron ausencia de IgA al nacimiento e indican que el acceso temprano al alimento favorece la aparición de IgA biliares y mejora la capacidad del pollito para aumentar la respuesta inmunitaria en relación con los programas de vacunación. Además estos autores indican que el consumo inmediato de alimento está asociado con un mayor tamaño de la bursa de Fabricio y una mayor proliferación de linfocitos.

Summer (1991), (citado por Mateos et al., 2003) encontró que el tracto gastrointestinal en el broiler es el órgano que necesita mayor aporte de nutrientes y utiliza entre un 23% y un 38% de toda la proteína absorbida por el organismo. Cambios en las condiciones del tracto gastrointestinal debido a presencia de enfermedades, tienen un impacto muy importante sobre la eficacia y las necesidades de energía y proteína del pollito. Cualquier ataque bacteriano al tracto gastrointestinal va acompañado de un proceso inflamatorio lo que conlleva un alto costo de nutrientes (Goddeeris et al., 2002). Obled (2002) indica que los desajustes metabólicos que

acompañan a un ataque bacteriano redirigen los nutrientes desde procesos fisiológicos importantes para el crecimiento hacia mecanismos de defensa contra el ataque bacteriano. Los aminoácidos que limitan la síntesis de proteína clave para el sistema inmune son desconocidos pero la lisina, claramente, no es uno de ellos (Klasing y Leshchinsky, 2000). La treonina, sin embargo puede serlo ya que numerosas proteínas de fase aguda de la respuesta inmune son ricas en este aminoácido (Obled, 2002). Otros aminoácidos de interés son el triptofano y la glutamina. Además, la glutamina es importante para la producción de hexosaminas, necesaria para la síntesis de mucinas y glicoproteínas y que desempeñan un papel importante en el mantenimiento de la barrera pasiva contra la intrusión bacteriana. La glutamina también se utiliza en los procesos de gluconeogénesis y como fuente de energía, siendo el combustible esencial para el mantenimiento de las células de la mucosa intestinal y del sistema inmunitario (Wu, 1998). Además, el nitrógeno del grupo amida se utiliza preferencialmente para la síntesis de nucleótidos, y por tanto la necesidad de glutamina en tejidos de proliferación rápida, tales como el sistema inmunitario y la mucosa intestinal, es alto (Newsholme, 2001).

2.6.- BIOCP®.

BIOCP® es un concentrado de peptonas elaborado con pescado entero de alta calidad y fresca, desarrollado para ser empleado como ingrediente en dietas de inicio para cerditos, aves, peces y mascotas. Puede ser utilizado también en dietas especiales relacionadas con procesos de estrés propios de la crianza o con periodos fisiopatológicos de los animales. BIOCP® es un producto altamente nutricional, fuente de toda una serie de compuestos con actividades bioquímicas y fisiológicas de gran importancia para el desarrollo y crecimiento de numerosos órganos y tejidos en los animales recién nacidos. Por tratarse de un producto elaborado con pescado entero, BIOCP® contiene proteínas, grasas, vitaminas y minerales característicos del pescado entero pero además contiene nucleótidos, poliaminas, ácidos grasos omega 3 y omega 6 y especialmente aquellos poliinsaturados de cadena larga (EPA y DHA) y factores de crecimiento potenciales. La proteína contenida en BIOCP® ha sido hidrolizada enzimáticamente bajo condiciones controladas producto de lo cual se han generado proteosas, peptonas, péptidos y algunos aminoácidos libres que serán absorbidos eficientemente en el epitelio intestinal de los animales pequeños. Muchos de estos compuestos serían péptidos y polipéptidos de bajo peso molecular que se encontrarían encriptados en la proteína nativa y serían liberados mediante el proceso de hidrólisis enzimática los cuales podrían tener funcionalidad biológica benéfica para los animales. Estos compuestos parecen tener poca influencia en animales adultos debido a la escasa permeabilidad del epitelio intestinal el cual sólo permite absorber dipéptido y tripéptidos y aminoácidos libres. La inclusión de BIOCP® en las dietas iniciales suministradas en cuanto ocurre la eclosión permitirá que el pollo comience a alimentarse inmediatamente con un recurso proteico y lipídico de alta eficiencia que le permitirá desarrollar adecuadamente sus sistema digestivo superando la etapa de estrés a la que está sometido. Superada esta etapa el pollo podrá comenzar a recibir su alimentación de crianza la cual metabolizará adecuadamente (Millán, M.T)¹.

¹ Millán, María Teresa. Ingeniero Químico, Gerente Técnico, Profish ®)

3.- HIPOTESIS Y OBJETIVOS.

La inclusión de hidrolizados proteicos de pescado a dietas de pre-inicio para pollos broiler mejora sus rendimientos productivos durante todo el ciclo comercial, como también permite un mayor crecimiento de los músculos pectorales, intestino e hígado y de los órganos relacionados con la inmunidad del ave, como bursa y bazo.

3.1.- OBJETIVO GENERAL.

Evaluar el efecto de la inclusión a la dieta preinicial para pollos broiler de un hidrolizado de pescado (BioCp®) sobre el desarrollo macroscópico de órganos seleccionados y su relación con el peso vivo.

3.2.- OBJETIVOS ESPECÍFICOS.

- 1.- Evaluar el peso vivo de las aves.
- 2.- Determinar la relación entre peso vivo y crecimiento de hígado, bursa, intestino delgado, bazo y músculos pectorales.

4.- MATERIALES Y MÉTODOS.

El presente estudio se llevó a cabo en la unidad experimental avícola de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile.

Se dispuso de ochocientos (800) machos de un día de edad (línea Ross 308) que luego de un procedimiento de estandarización de pesajes, quedaron los pollos que se encontraban en un rango comprendido entre la media calculada más menos 2 desviaciones estándar. Una vez concluido este procedimiento quedaron setecientos veinte (720) pollos, los cuales fueron distribuidos aleatoriamente en 30 corrales con 23 pollos cada uno, equivalente a una densidad de 12,5 pollos/m². El experimento incluyó 5 tratamientos (**tabla 9**) con 6 repeticiones cada uno, éstos se ubicaron en corrales diferentes.

Tabla 9. Tratamientos del ensayo sobre efectos de un hidrolizado de pescado en dietas de preinicio en el peso vivo y peso de órganos seleccionados.

Tratamiento	Tipo de dieta
1	Dieta control a base de maíz-soya sin harina de pescado (HP) ni BioCp®.
2	Dieta control con HP y sin BioCp®.
3	Dieta control sin HP con BioCp® 3,5% de 1 a 10 días de edad.
4	Dieta control sin HP con BioCp® 7% de 1 a 10 días de edad.
5	Dieta control sin HP con BioCp Plus® 3,5% de 1 a 10 días de edad.

El período experimental fue de 42 días, las aves fueron alimentadas ad libitum y con agua a libre disposición, con un régimen de luz y calor controlado (**tabla 10**). La ventilación fue controlada por medio de cortinas laterales.

Tabla 10. Calendario de administración de luz y temperatura.

Edad de las aves (días)	Horas luz	T°C	Régimen de luz	
			Encendido	Apagado
1-2	23	30-32	19:00	18:00
3-6	19	29-31	23:00	18:00
7-9	14	28-30	4:00	18:00
10-12	14	27-29	4:00	18:00
13-15	14	26-28	4:00	18:00
16-18	14	25-27	4:00	18:00
19-21	14	24-26	4:00	18:00
22-24	14	24-26	4:00	18:00
25-27	14	23-25	4:00	18:00
>27	14	22-24	4:00	18:00

Los pollos recibieron 4 dietas distintas: Dieta 1: pre-inicio, de 1 a 10 días de edad (**tabla 11**); Dieta 2: inicio, de 11 a 21 días (**tabla 13**); Dieta 3: crecimiento, de 22 a 35 días (**tabla 13**); Dieta 4: final, de 36 a 42 días de edad (**tabla 13**).

Tabla 11. Composición y aporte nutricional de las dietas de preinicio (1-10 días) utilizadas los ensayos de los efectos de un hidrolizado de pescado sobre el peso vivo y peso de órganos seleccionados en pollos broiler.

% DE INGREDIENTES	Dieta preinicio (1-10 días)				
	Tratamientos				
	Control sin HP*	Control con HP	BioCp 67% (3,5%)	BioCp 67% (7%)	BioCp Plus (3,5%)
Maíz nacional	49,21	52,16	52,54	53,80	52,93
Soya, afrecho	26,15	24,49	25,87	19,39	23,63
Soya, poroto	12,00	9,34	8,74	3,00	10,96
Pescado, harina	-	6,00	-	-	-
Trigo, afrechillo	2,00	2,00	2,00	7,00	2,00
Maíz, gluten	6,00	2,24	3,15	6,34	3,30
Tricalfos	1,96	1,41	1,92	1,85	1,92
Oleína	1,20	1,20	1,00	0,39	1,00
Conchuela	0,54	0,57	0,61	0,70	0,63
Sal	0,17	0,10	0,19	0,12	0,13
Lisina, HCl	0,20	-	-	-	-
Metionina, DI	0,21	0,20	0,19	0,11	0,21
L-Treonina	0,03	0,007	-	-	0,002
Premix Vitaminas	0,20	0,20	0,20	0,20	0,20
Premix Mineral	0,10	0,10	0,10	0,10	0,10
BioCp 67%	-	-	3,5	7,0	-
BioCp PLUS	-	-	-	-	3,5
Comp. Nutric. Calc.					
Proteína, %	24,14	24,12	23,50	23,50	23,50
EMAn, kcal/Kg.	3000	3000	3000	3000	3000
Lisina, %	1,38	1,38	1,38	1,39	1,38
Metionina, %	0,60	0,62	0,61	0,61	0,61
Met+Cis, %	1,02	1,01	1,01	1,01	1,01
Triptofano, %	0,27	0,28	0,28	0,26	0,26
Treonina, %	0,95	0,95	0,98	1,02	0,95
Calcio, %	1,00	1,00	1,00	1,00	1,0
P disponible, %	0,48	0,48	0,48	0,48	0,48
Sodio, %	0,202	0,197	0,24	0,256	0,225
Cloro, %	0,18	0,18	0,18	0,18	0,18
Potasio, %	0,988	0,947	0,969	0,841	0,951

- :Harina de pescado.

Tabla 12. Composicion aminoacidica de los hidrolizados de pescado utilizados en dietas Pre-inicio de pollos broiler. (Bio CP® y Bio CP Plus®)

AMINOACIDOS	BIO CP 67®	BIO CP PLUS®
Ácido aspártico	10,5	10.50
Serina	3.88	3.91
Ácido glutámico	13.20	14.78
Glicina	7.14	5.95
Histidina	4.12	6.21
Arginina	6.28	6.43
Treonina	4.61	4.55
Alanina	6.57	6.75
Prolina	4.86	4.18
Tirosina	3.15	2.79
Valina	5.19	4.66
Lisina	7.61	9.16
Isoleucina	4.35	3.70
Leucina	7.21	6.86
Fenilalanina	4.10	3.11
Cistina	0.84	6.91
Metionina	2.43	2.30
Triptofano	0.88	0.66
Taurina	1.08	1.66

Entre el día 1 y 10, las aves recibieron las dietas presentadas en la **tabla 11**, posteriormente todos los pollos fueron alimentados con las dietas 2 (inicio), 3 (crecimiento) y 4 (final) (**tabla 13**). Las dietas de pre-inicio fueron formuladas isoproteicas e isoenergéticas y se ofrecieron peletizadas.

Tabla 13: Dietas y cronograma (días) de entrega: Inicio (8-22), crecimiento (23-36) y final (37 – 42).

Insumo (%)	Inicio	Crecimiento	Final
Maíz nacional	50,416	53,178	57,356
Soya afrecho	29,092	22,352	15,085
Soya poroto	14,946	15,845	16,162
Trigo afrechillo	–	3,000	4,000
Aceite oleína	2,300	2,600	2,800
Aves H. Subp. C/plumas	–	–	2,000
Fosfato defluorinado	1,821	1,585	1,231
Conchuela	0,619	0,671	0,679
Metionina DL	0,232	0,188	0,148
Sal fina	0,224	0,226	0,239
Vitamina broiler 2	0,200	0,200	–
Vitamina broiler 3	–	–	0,200
Mineral broiler 2	0,100	0,100	–
Mineral broiler 3	–	–	0,100
Coccidiostato	0,050	0,050	–
Bacitracina MD	–	0,025	

4.1.-Controles de indicadores productivos.

1.- Peso vivo a los 1, 10, 21, 35, y 42 días de edad.

4.2.-Controles de crecimiento de órganos seleccionados.

Durante el estudio se realizó una evaluación del crecimiento de músculos pectorales, intestino delgado, hígado, bazo y bursa de las aves. El procedimiento fue el siguiente:

Se disectaron y pesaron individualmente los músculos pectorales (pechuga y hueso), intestino delgado, hígado, bazo y bursa de Fabricio. La edad y número de aves a muestrear para estas determinaciones se detalla en la **tabla 14**.

En cada control, se pesaron los pollos individualmente antes de sacrificarlos. Los pesos de órganos y tejidos se utilizaron para calcular rendimiento: peso órgano o tejido dividido por el peso corporal del ave x 100. De esta forma se evaluó como los tratamientos influyen sobre el desarrollo de los distintos tejidos.

Tabla 14: Descripción de la edad, tipo de muestra, número de aves, tipo de medición y total de muestras a obtener para la determinación de composición y desarrollo corporal y órganos de pollos broiler con y sin hidrolizado de pescado en la dieta de pre-inicio.

EDAD (DÍAS)	TIPO DE MUESTRA	NUMERO DE AVES	TIPO DE MEDICIÓN	TOTAL DE MUESTRAS
1	Tejido muscular pectoral completo con hueso (TMPCH)	30 pollos	Peso	30
1	Hígado (Hi)	30 pollos	Peso individual del órgano	30 muestras
1	Bazo (Ba)	30 pollos	Peso individual del órgano.	30 muestras
1	Burza de Fabricio (Bfa)	30 pollos	Peso individual del órgano.	30 muestras
1	Duodeno (Du) + yeyuno (Ye)	30 pollos	Peso de ambos órganos en conjunto.	30 muestras
5-10-43	TMPCH	60 pollos (2 pollos por cada repetición)	Peso	60 muestras
5-10-43	Hi	60 pollos	Peso individual del órgano.	60 muestras
5-10-43	Bz	60 pollos	Peso individual del órgano.	60 muestras
5-10-43	Bfa	60 pollos	Peso individual del órgano.	60 muestras
5-10-43	Du+Ye	60 pollos	Peso de ambos órganos en conjunto	60 muestras
43	Grasa abdominal	60 pollos	Peso	60 muestras.

4.3.- Análisis de dietas

Todas las dietas (**tablas 11 y 13**) fueron analizadas por medio del análisis químico proximal. Para esto, se tomó una muestra representativa de cada dieta empleada en el ensayo que se envió al laboratorio LABSER, ubicado en Rancagua para su posterior análisis.

4.4.- Análisis estadístico.

Los resultados fueron sometidos a un análisis de varianza (ANDEVA) utilizando el paquete estadístico SAS (1985) considerando un diseño completamente al azar de efectos fijos. Los valores en porcentaje se transformaron según la función de arcoseno, previo al ANDEVA. Las variables que resultaron significativas al ANDEVA ($p \leq 0,05$) fueron sometidas a una prueba de Tukey de comparación de medias.

El análisis estadístico se realizó con la siguiente fórmula:

$$X_{ij} = \mu + \tau_j + e_{ij}; \quad i = 1, 2, \dots, n_j \quad j = 1, 2, \dots, k$$

Donde: X_{ij} = Respuesta observada; μ = media poblacional; τ_j = Efecto del jésimo tratamiento ($j = 1$ a 5, dietas experimentales); e_{ij} = error experimental. (Wayne, 2002).

5.- RESULTADOS Y DISCUSION.

5.1.-Análisis de las dietas de pre-inicio, inicio, crecimiento y final.

Los análisis de las dietas de pre-inicio (**tabla 15**) entregaron valores de aporte bastante concordante con los calculados en la tabla 11. Por otra parte, las otras dietas alcanzaron una composición nutricional como la que se había programado para la realización de este trabajo, teniendo como referente a las empleadas por el sector productivo.

Tabla 15. Análisis químico proximal (%) de las diferentes dietas utilizadas en el ensayo sobre el efecto de un hidrolizado de pescado adicionado en la dieta de preinicio sobre el peso vivo y peso de órganos seleccionados en pollos broiler.

Análisis químico proximal*	Control sin HP	Control con HP	BIOCP® 67% 3,5%	BIOCP® 67% 7%	BIOCP PLUS®	Inicio	Crecimiento	Final
Proteínas Totales	23,47	23,75	23,48	23,49	23,16	21,20	18,80	17,47
Grasa Total	6,20	6,16	6,54	5,74	5,65	7,69	8,46	9,62
Cenizas	6,52	5,61	6,72	6,72	6,19	6,46	5,46	5,20
Fibra Cruda	2,45	2,93	2,57	2,57	2,48	2,82	2,57	2,55
Humedad	12,54	12,57	12,53	12,53	12,27	12,31	12,68	12,07

* Todos los análisis fueron realizados en Laboratorio LABSER, Rancagua.

5.2.-Control de peso vivo (g) y peso de órganos seleccionados en diferentes etapas del periodo productivo.

Al día 1 del estudio (**tabla 16**), se entregan promedios generales porque no hubo diferencias significativas entre el peso vivo ni entre el peso de los órganos de las aves seleccionadas ($p >$

0,05), lo cual demuestra la uniformidad de las aves debido al proceso de estandarización de pesos y distribución uniforme de éstas al inicio del estudio.

Tabla 16. Peso vivo promedio y peso de órganos seleccionados promedio (\pm desviación estandar) al inicio del estudio (día 1 de edad).

Peso (g)	Peso de órganos seleccionados expresado en % sobre el peso vivo.				
	Pechuga	Intestino	Hígado	Bazo	Bursa
41,07	2,23	3,96	2,99	0,14	0,13
(2,66)	(0,36)	(0,84)	(0,27)	(0,44)	(0,03)

Se observa que la evaluación del peso vivo y el peso de los órganos seleccionados efectuada a todas las edades del muestreo (**tabla 17**) no presentó diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos ($p > 0,05$), lo cual contradice lo afirmado por Profish (2005) que indica que el uso de BIOCP® al 7% permite una ganancia promedio de hasta 30 gramos adicionales por pollito al término del periodo preinicial (día10). Por el contrario, las aves de este tratamiento pesaron algunos gramos menos que los otros tratamientos. Los valores obtenidos desde el inicio del estudio hasta completar su periodo productivo son comparables con los informados por otros autores (González, 2000; Noy y Sklan, 1999); sin embargo no se observan diferencias estadísticamente significativas ($p > 0,05$) a favor de los tratamientos que recibieron hidrolizados de pescado en sus dietas de pre-inicio. Por otra parte, se puede señalar que el tratamiento 5 (BioCP Plus) logró 70 y 36 g de mayor peso que los tratamientos controles (1 y 2) respectivamente, a los 42 días de edad de los pollos, aunque a los 10 días de edad los pesos de los pollos eran prácticamente idénticos esta comparación no coincide con lo planteado por Rushby (2003), Nicholson (2004), quienes afirman que diferencias de 10 gramos de peso a los 7 días pueden traducirse en 50 y 70 g más a los 40 días.

Tabla 17. Promedios (\pm desviación estándar) de peso vivo (g) a los días 5, 10, 21, 35 y 42 de los distintos tratamientos utilizados en el ensayo para evaluar el efecto de un hidrolizado de pescado sobre el peso vivo y de órganos seleccionados en pollos broiler.

TRATAMIENTO	5	10	21	35	42
1: control sin HP	98,6 (5,5)*	263,6 (13,1)	971,5 (33,6)	2318,1 (110,8)	3021,6 (141,7)
2:Control con HP	95,3 (10,2)	262,0 (35,2)	978,5 (37,8)	2353,5 (68,7)	3055,8 (209,7)
3: BIOCP® 3,5%	102,1 (6,4)	263,5 (23,5)	974,5 (17,8)	2344,1 (42,6)	3020,8 (136,9)
4: BIOCP® 7%	99,8 (8,1)	252,4 (29,1)	937,0 (54,3)	2286,8 (76,6)	3046,6 (204,0)
5: BIOCP PLUS®	96,7 (9,6)	264,5 (29,8)	979,5 (45,8)	2342,5 (79,8)	3091,5 (173,9)

*: Valor de la desviación estándar.

Los resultados pusieron en evidencia que el peso vivo temprano del pollito (10 días) se comporta linealmente con el que logran los pollos a las 6 semanas, como lo plantean Dibner et al., (1998). Existe una diferencia numérica, siendo mayor el valor promedio de peso vivo del tratamiento 3 (BIOCP® al 3,5%) al día 5, seguido por el tratamiento 1 (control maíz soya, sin harina de pescado), pero esta diferencia no se mantiene a través del tiempo. Estos resultados difieren con otros estudios que usaron suplemento nutricional hidratado (no especificado) en los que sí existieron diferencias significativas en el peso corporal, siendo mayores los valores asociados a este suplemento (Cuervo et al., 2002).

Con respecto a la medición de tejidos al realizar los controles al día 10 (ultimo día de empleo de dietas de pre inicio) (tabla 18), se observan diferencias significativas ($p \leq 0,05$) sólo en las mediciones del músculo pectoral (pechuga), entre el tratamiento 5 (BIOCP PLUS®) con una media de 15,37% del peso vivo con respecto al 13,76% del tratamiento 4 (BIOCP® 7%), esto coincide con lo encontrado por Céspedes (2007) para la conversión de alimento entre estos tratamientos (trabajo realizado con las mismas aves), a favor del tratamiento 5 (dieta maíz –soya sin harina de pescado y con BioCP Plus®), es decir necesitó menor cantidad de alimento

consumido para aumentar su peso vivo en un kilogramo. Así mismo, el consumo de alimento en el mismo periodo se mantuvo sin diferencias con el resto de los tratamientos (Céspedes, 2007). Si se considera que todas las aves estaban bajo las mismas condiciones de manejo y que lo único distinto era la dieta que recibían, podría considerarse que la diferencia está asociada al tratamiento empleado y al crecimiento alométrico, ya que hay que tener en cuenta que al contar con un suministro de proteína constante ésta se depositará como masa muscular en el primer periodo de crecimiento lo que luego cambiaría a una mayor síntesis de tejido graso en el pollo de mas edad y peso. Esta diferencia significativa encontrada en el rendimiento (% con respecto al peso vivo) del músculo pectoral se perdió en el transcurso del crecimiento ya que no se observa en las mediciones del día 42 (**tabla 18**).

Tabla 18. Promedios (\pm desviación estándar) del peso de músculo pectoral + hueso expresado en (%) con respecto al peso vivo a los 5, 10 y 42 días de edad.

	DÍA 5	DÍA 10	DÍA 42
1: control sin HP	7,12 (0,80)	14,52 ^{ab*} (1,10)	22,80 (0,78)
2:Control con HP	6,80 (0,73)	14,90 ^{ab} (1,49)	23,52 (1,17)
3: BIOCP[®] 3,5%	7,28 (1,19)	15,10 ^a (1,03)	22,78 (0,87)
4: BIOCP[®] 7%	6,62 (0,64)	13,76 ^b (1,08)	22,77 (1,18)
5: BIOCP PLUS[®]	6,86 (1,14)	15,37 ^a (0,95)	22,80 (0,78)

*: “a”y “b”, variables con distintas letras en la misma columna son diferentes entre si ($p \leq 0,05$)

Los rendimientos del intestino y del hígado se entregan en las tablas 19 y 20, respectivamente. Como era de esperar la proporción de ambos órganos respecto del peso corporal fue declinando a medida que el ensayo progresaba en el tiempo.

Tabla 19. Promedios (\pm desviación estándar) del peso de intestino expresado en (%) con respecto al peso vivo a los 5, 10 y 42 días de edad.

	DÍA 5	DÍA 10	DÍA 42
1: control sin HP	9,17 (1,87)	6,90 (1,17)	2,71 (0,24)
2:Control con HP	9,66 (1,99)	6,33 (1,11)	2,76 (0,25)
3: BIOCP[®] 3,5%	8,68 (1,27)	6,76 (1,15)	2,69 (0,27)
4: BIOCP[®] 7%	8,96 (1,61)	6,32 (1,22)	2,74 (0,25)
5: BIOCP PLUS[®]	9,13 (1,75)	6,60 (1,18)	2,72 (0,26)

Tabla 20. Promedios (\pm desviación estándar) del peso de hígado expresado en (%) con respecto al peso vivo a los 5, 10 y 42 días de edad.

	DÍA 5	DÍA 10	DÍA 42
1: control sin HP	5,00 (0,63)	4,40 (0,43)	1,65 (0,09)
2:Control con HP	5,60 (0,71)	4,20 (0,45)	1,63 (0,10)
3: BIOCP[®] 3,5%	5,17 (0,75)	4,41 (0,50)	1,65 (0,11)
4: BIOCP[®] 7%	5,46 (0,79)	4,70 (0,57)	1,66 (0,07)
5: BIOCP PLUS[®]	5,34 (0,62)	4,24 (0,61)	1,64 (0,13)

Las mediciones realizadas los días 5 y 10, para el intestino y el hígado, si bien no mostraron diferencias significativas ($p > 0,05$) entre los tratamientos (**tablas 19 y 20**), hay que destacar que

el rendimiento porcentual de ambos órganos sobre el peso vivo fue mayor que en los estudios realizados por Gracia et al. (2003). Si bien, al final del ensayo los pesos corporales fueron mayores a los estándares comerciales (Céspedes, 2007), (**tabla 23**), la proporción del peso del hígado se mantuvo constante con respecto al peso vivo entre los tratamientos, lo que coincide con lo expuesto por Uni (1999), quien además, observó un rápido desarrollo morfológico, después del nacimiento, con diferentes tasas de incremento en el volumen de las vellosidades intestinales. Al término del ensayo, no hubo diferencias significativas ($p > 0,05$) entre tratamientos para los rendimientos de intestino e hígado, respectivamente. Esto pone de manifiesto que los hidrolizados de pescados utilizados en este estudio no modificaron la morfología del tracto digestivo, como podría haberse esperado al emplear productos de elevada digestibilidad como los hidrolizados.

El comportamiento del bazo se presenta en la **tabla 21**. Sólo se demostraron diferencias ($p \leq 0,05$) el día 42 del ensayo entre el tratamiento 4 (BIOCP 7%) y el control 2. El posible impacto del empleo de hidrolizados en las dietas de pre-inicio (día 10) sobre el desarrollo de este órgano no quedó en evidencia en esta oportunidad, lo que ya había sido observado para el intestino y el hígado.

Tabla 21. Promedios (\pm desviación estándar) del peso de bazo expresado en (%) con respecto al peso vivo a los 5, 10 y 42 días de edad.

	DÍA 5	DÍA 10	DÍA 42
1: control sin HP	0,07 (0,02)	0,08 (0,01)	0,1 ^{ab} (0,02)
2:Control con HP	0,08 (0,02)	0,07 (0,01)	0,08 ^b (0,02)
3:BIOCP[®] 3,5%	0,07 (0,02)	0,07 (0,01)	0,09 ^{ab} (0,02)
4:BIOCP[®] 7%	0,08 (0,01)	0,08 (0,02)	0,11 ^a (0,03)
5: BIOCP PLUS[®]	0,08 (0,01)	0,06 (0,01)	0,09 ^{ab} (0,02)

En el caso de la bursa (**tabla 22**) no se obtuvieron los resultados esperados, lo que indica que éste órgano no se vio afectado por ninguno de los tratamientos utilizados, se esperaba un aumento de su rendimiento porcentual debido a una mayor proliferación de células linfoides lo cual modificaría positivamente la respuesta del ave frente a algún patógeno existente según lo encontrado por Li *et al* (2001, citado por Perozo – Marín et al., 2004). Este resultado concuerda, en alguna medida, con lo informado por Cuervo *et al.* (2002) que observaron una disminución del tamaño de la bursa en aves privadas de alimento durante las primeras 24 a 36 horas después de la eclosión, ya que el ayuno estimula la secreción de corticoesteroides, los cuales inhiben la secreción de células inmunológicas (Giesen et al, 1998, citado por Cuervo et al. 2002).

Tabla 22. Promedios (\pm desviación estándar) del peso de bursa de Fabricio expresado en (%) con respecto al peso vivo a los 5, 10 y 42 días de edad.

	DÍA 5	DÍA 10	DÍA 43
1: control sin HP	0,17 (0,04)	0,22 (0,04)	0,21 (0,04)
2:Control con HP	0,19 (0,03)	0,22 (0,04)	0,20 (0,04)
3: BIOCP[®] 3,5%	0,17 (0,04)	0,21 (0,06)	0,20 (0,05)
4: BIOCP[®] 7%	0,18 (0,05)	0,22 (0,06)	0,21 (0,05)
5: BIOCP PLUS[®]	0,18 (0,04)	0,21 (0,04)	0,21 (0,06)

Los resultados presentados en las tablas 21 y 22, muestran que el hidrolizado de pescado utilizado en este estudio no tuvo los efectos esperados, por lo tanto la respuesta inmune de las aves tanto del grupo control con y sin harina de pescado como la de los grupos con hidrolizados en sus dietas no presentaron variaciones demostrables estadísticamente.

Con respecto a los pesos vivos y órganos seleccionados al día 5 (**tablas 17, 18, 19, 20, 21 y 22**), se observa que no existe diferencias significativas entre ninguno de los valores registrados. Esto podría explicarse por la presencia del saco vitelino, ya que mientras éste está presente, la

absorción de nutrientes a través del intestino es baja, puesto que la obtención de nutrientes es desde el contenido del saco vitelino principalmente según Noy y Sklan (1999).

A pesar de que la **tabla 23** no muestra diferencias significativas ($p \geq 0,05$) entre los valores encontrados, cabe destacar el alto ritmo de crecimiento que lograron todos los pollos de este estudio, con pesos finales muy superiores a los estándares comerciales (Céspedes, 2007), independiente del tratamiento al que pertenecían. Estos resultados ponen de manifiesto la elevada calidad nutricional de las dietas empleadas, de manera que se logró una muy buena interacción entre lo nutricional y el potencial genético de las aves usadas en el ensayo.

Tabla 23. Promedios (\pm desviación) de peso vivo, rendimiento de canal (%) y peso de la grasa abdominal (expresada en (%) con respecto al peso vivo) al día 42.

	PESO VIVO (g)	CANAL (%)	GRASA ABDOMINAL (%)
1: control sin HP	3021,6 (141,73)	76,24 (1,09)	1,90 (0,26)
2: control con HP	3055,8 (209,67)	76,18 (1,10)	1,95 (0,55)
3: BIOCP® 3.5%	3020,8 (136,87)	75,98 (0,92)	1,83 (0,31)
4: BIOCP® 7%	3046,6 (203,97)	76,68 (0,81)	2,05 (0,35)
5: BIOCP PLUS®	3091,5 (173,88)	75,68 (1,17)	1,94 (0,32)

Si bien, estadísticamente no hubo diferencias ($p > 0,05$), numéricamente el promedio de peso vivo fue mayor en el tratamiento 5 (BIOCP PLUS®) con respecto a los otros, lo que no se reflejó en el rendimiento de la canal y en el peso de la grasa abdominal (**tabla 23**).

La mortalidad observada en el estudio (**tabla 24**) estuvo dentro de los rangos esperados para la línea genética empleada en el ensayo. Los informes de necropsia señalaron que la mortalidad tuvo como causa principalmente la “muerte súbita”, que se asocia a la elevada tasa de crecimiento que logran algunas aves en su periodo productivo.

Tabla 24. Mortalidad acumulada por tratamiento expresada en porcentaje (%)

Tratamiento	1-10 días	11-21 días	22-35 días	36-42 días	1-42 días
1: Control sin HP	0	0,8	0	0	0,8
2: Control con HP	2,2	0	0	0	2,2
3: BIOCP® 3.5%	2,2	1,7	0	0	3,9
4: BIOCP® 7%	0,8	0	0,8	0	1,6
5: BIOCP PLUS®	1,5	0,8	0	0	2,3

Si bien, los hidrolizados de pescado utilizados en este estudio no lograron los resultados esperados, no quiere decir que el producto no sea apto para ser incluido en las dietas de pre-inicio, por lo tanto los estudios deben seguir para lograr un control adecuado de las variables que participan en su fabricación.

Los futuros estudios de comparación de dietas en aves con y sin hidrolizados proteicos de pescado deberían incorporar análisis histológico de intestino para observar con mayor exactitud si existe o no un efecto de los hidrolizados a nivel de criptas y vellosidades intestinales y enterocitos.

6.- CONCLUSIONES.

- 1.- La incorporación de hidrolizados de pescado en las dietas de pre-inicio no modificó el peso vivo de los pollos al término del ensayo (42 días de vida de las aves).
- 2.- Los rendimientos, con respecto al peso vivo de las aves, de pechuga, tracto intestinal, hígado, bazo y bursa de Fabricio no fueron afectados por los tratamientos evaluados.
- 3.- La mortalidad observada durante el ensayo no fue afectada por los tratamientos evaluados, presentándose dentro de los valores esperables para el periodo de crianza de los broiler.

7.- BIBLIOGRAFÍA.

1. **ALLEN, P.C., DANFORTH, H. D.** 1998. Effects of dietary supplementation with n-3 fatty acid ethyl esters on coccidiosis in chickens. *Poultry Science*. 77: 1631-1635.
2. **ALLEN, P.C., DANFORTH, H. D., LEVANDER, O. A.** 1996. Diets high in n-3 fatty acids reduce cecal lesion scores in chickens infected with *Eimeria tenella*. *Poultry Science*. 75:179-185.
3. **APA**, 2008. [en línea] < <http://www.apa.cl> > [consulta 12-08-2009].
4. **BATAL, A., B., PARSONS, C., M.** (2002). Effects of age on nutrient digestibility in chicks fed different diets. *Poultry Science*. 81: 400-407.
5. **BEDFORD, M.** 1995. Independent and interactive changes between the ingested feed and the digestive system in poultry. **In:** 84th Annual Poultry Science Meeting. Alberta, Canada, August 14-18.
6. **BEDFORD, M.** 2000. Enzymes for cereals which do not pose viscosity problems. Proceedings 3rd European Symposium on Feed Enzymes, Netherlands, Mayo 8-10.
7. **CARDEN, A., GOENAGA, P., SCHANG, M.** 1981. Efectos de sexo y raza sobre la composición corporal en pollos parrilleros. II. Distribución del músculo y de la grasa. *Producción Animal*, 7:363-370.
8. **CÉSPED, L., R.** 2007. Efectos de la incorporación de hidrolizados de pescado en dietas de pre-inicio en pollos broiler machos. Indicadores productivos y de canal. Tesis (Memoria para optar al título de Médico Veterinario). Santiago, Chile. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. 2007.
9. **CHEVILLE, N., F.** 1980. Patología celular. 1^a edición. Editorial Acribia. Zaragoza. España.
10. **CLASSEN, H. L., BEDFORD, M. R.** 1991. The use of enzymes to improve the nutritive value of poultry feeds. En: *Recent Advances in Animal Nutrition*, 1991. (Haresign, W and Cole D.J.A., Eds), Butterworth-Heinemann, Oxford. Pp. 95-116.
11. **COLES, E., H.** 1986. *Veterinary Clinical Patology*. W.b. saunders Company. 4th. Ed. Philadelphia, EEUU. Pp 486.
12. **COLLINS, N. E., MORAN E.T., STILBORN, H. L.** 1998. Corn Hybrid and Bird Maturity Affect Apparent Metabolizable Energy Values. *Poultry Science Abstracts* 77, 42.

13. **CRAVEN, S.E.** 2000. Colonization of the intestinal tract by *Clostridium perfringens* and fecal shedding in diet-stressed and unstressed broiler chickens. *Poultry Science*. 79:843-849.
14. **CUERVO, M., GOMEZ, C., ROMERO, H.** 2002. Efecto de la utilización de un suplemento nutricional hidratado en pollos de engorde recién nacidos. *Rev. Col. Cienc. Peck*.15: 319 – 329.
15. **CUNNINGHAM, J. G.** 1995. *Fisiología Veterinaria*. Editorial Interamericana. México. Pp 716.
16. **DEKICH, M. A.,** 1992. Influencia del manejo de los pollitos sobre el estado de salud y la mortalidad. *Avicultura Profesional*. 9 (4): 187 – 194.
17. **DIBNER, J. J., KNIGHT, C. D., KITSHELL, M. L., ATWELL, C. A., DOWNS, A. C., IVEY, F. J.** 1998. Early feeding and development of the immune system in neonatal poultry. *Journal Applied Poultry Research*. 7: 425 – 436.
18. **DROR, Y.; NIR, I.; NITSAN, Z.** 1977. The relative growth of internal organs in light and heavy breeds. *Poultry Science*, 18: 492 – 496.
19. **DUDLEY-CASH, W. A.** 2000. Digestible amino acids values more appropriate than total amino acids. *Feedstuffs*, July 3, 2000. Pp: 11.
20. **ECHÁVARRI, V.** 2009. Mercado de la carne de ave. Publicación de la Oficina de Estudios y Políticas Agrarias. [en línea] <http://www.odepa.cl> [consulta 12-08 -2009].
21. **ECHÁVARRI, V.** 2010. Mercado de la carne de ave. Publicación de la Oficina de estudios y Políticas Agrarias. [en línea] <http://www.odepa.cl>. [consulta 15-04-2010].
22. **FRANDSON, R. D.** 1967. *Anatomía y Fisiología de los Animales Domésticos*. 1ª Edición. México D. F. Pp: 428.
23. **GIESEN, A. F., DIBNER, J. J., KNIGHT, C. D. Y IVEY, F. J.** 1998. La nutrición óptima para aves recién nacidas. En: *Memorias X simposio de avances tecnológicos*. Novus. Puerto Rico. Pp: 30 – 39.
24. **GODDEERIS, B. M., BOERSMA, W. J. A., COX, E., VAN DER, Y., KOENEN, M. E., VANCAEMGHEN, S., MAST, J. Y VAN DER BROEKE, W.** 2002. The porcine and avian intestinal system and its nutritional modulation. En: *Nutrition and health of the gastrointestinal tract*. Wageningen Academic Publishers. Pp: 97 – 134.
25. **GONZÁLEZ, J.** 2000. Influencias de algunas características de composición de ingredientes alimenticios en la productividad del broiler. [en línea]

<<http://www.veterinaria.uchile.cl/publicacion/congreso/xi/prafesional/aves/3.doc>>.

[consulta: 23-09-2008].

26. **GONZÁLEZ – ALVARADO, J. M., JIMENEZ – MORENO, E., LÁZARO, R. Y MATEOS, G.G.** 2007. Effect of type of cereal, , heat processing of the cereal, and inclusión of fiber in the diet on productive performance and dogestive traits of broilers. Poultry Science 86: 1705 – 1715.
27. **GRACIA, M., I., LATORRE, M., A., GARCÍA, M., LÁZARO, R., MATEOS, G., G.,** (2003). Heat processing of barley and enzyme supplementation of diets for broiler. Puoltry Science. **82**: 1281-1291.
28. **HOFFMAN, G. y VOLKER, A.** 1969. Anatomía y Fisiología de las Aves Domésticas. Zaragoza. Pg: 190.
29. **HULAN, H. W.; BIRD, F. H.** 1972. Effect of fat level in isonitrogenous diets on the composition of avian pancreatic juice. Journal of nutrition, 102: 459 – 468.
30. **IJI, P.A.** 1999. The impact of cereal non-starch polysaccharides on intestinal development and function in broiler chickens. World´s Poultry Science Journal. 55:375-387.
31. **JANSSEN, W. M., CARRE', B.** 1985. Definition of fibre in animal feeds. In Studies in the Agricultural and Food Sciences: Recent Advances in Animal Nutrition, ed. HARESIGN, W. & COLE, D. J. A., pp. 71-86. London: Butterworths.
32. **JIMÉNEZ – MORENO, D. G., GONZÁLEZ – ALVARADO, J. M.,** 2008. Effects of fiber source and heat processing of the cereal on the development and pH of the gastrointestinal tracto f broilers fed diets base don corn or rice. 2008. Poultry Science. Vol. 87. Pp: 1779-1795.
33. **KANEKO, J., J.** 1997. Clinical Biochemistry of domestic animals. Luberfunktion. Academic press. New York. 161 – 230.
34. **KANNAN, G., MENCH, J. A.** 1996. Influence of different handling methods and crating periods on plasma corticosterone concentrations in broilers. British Poutry Science. 37 (1): 21 – 31.
35. **KATANBAF, M.S.,** Dunnington, E., A. y Siegel, P., B.. 1988. Allomorphic relationships from hatching at 56 days of age in parental lines and F₁ crosses of chickens selected 27 generations for high or low body weight. Growth, Development and Ageing 52:11-22.

36. **KATANGOLE, J. B. D.;** MARCH, B. E.1980. Fat utilization in relation to intestinal fatty acid binding proteinn and bill in chicks of different ages and different genetic sources. *Poultry. Sci.* 59:819 – 827.
37. **KLASING,K.** 1993. Nutritional regulation of protein accretion in chickens. *Proceedings of the Symposium Novus International, México*, 63-70.
38. **KLASING, K.,** JARREL, V. Y CALVERT, C. 1987. Protein synthesis and degradation in muscles from fast and slow – growing chickens. *Poultry Science*. Vol. 66. Pp: 1189 – 1196.
39. **KLASING, K. C. Y** LESHCHINSKY, T. V. (2000). **En:** *Nutrition and Immunology: Principles and practice*. M. E. Gershwin, J. B. Germanand, C. L. Keen (Eds.). Elsevir. Amsterdam, Holanda. Pp 363 – 373.
40. **KERR, B.J.;** KIDD, M.T. 1999. Amino acid supplementation of low-protein broiler diets: 1 glutamic acids and indispensable amino acids supplementation. *Journal of Applied Poultry Research*. 8: 298 – 309.
41. **KORVER, D. R.,** WAKENELL, P., KLASING, C. K. P.1997. Dietary fish oil lofrin, A 5-lipoxygenase inhibitor, decrease the growth-suppressing effects of coccidiosis in broiler chicks. *Poultry Science*. 76:1355-1363.
42. **LEESON, S.** 2006. Temas de interés presentes y futuros en nutrición de aves. **In:** XXII Curso de especialización FEDNA. *Avances en nutrición y alimentación animal*. Madrid, España. Pp. 142 – 150.
43. **LEESON, S.,** YERSIN, A., VOLKER, L.1993. Nutritive value of the 1992 Corn Crop. *J. Applied Poultry Research*. 2: 208-213.
44. **LILBURN, M.S.** 1998. Practical aspects of early nutrition for poultry. *Journal Applied Poultry Research*. 7:420-424.
45. **MATEOS, G.G.;** LAZARO, R.; GRACIA, M.I. 2003. Modificaciones Nutricionales y problemática digestiva de las aves. *Producción animal*. Vol. 18, N°187. Pp: 22 – 33.
46. **MATEOS, G.;** JIMENEZ – GONZALEZ, E.; GONZALEZ – ALVARADO, J.M.; VALENCIA , D. G.; 2007. Estrategias de alimentación en la primera semana de vida del pollito. **In:** XXIII Curso de especialización FEDNA. *Avance en nutrición y alimentación animal*. Madrid, España. Pp. 65-92.
47. **MELO, J., E.** 2005. Mediciones de eficiencia nutricional en pollos parrilleros de acuerdo al objetivo de producción. [en línea]

<http://www.engormix.com/mediciones_eficacia_nutricional_pollos_s_articulos_482_AVG.htm> [Consulta: 15-02-09].

48. **MONSI, A., G.L. DIDI.** 1995. Effects of holding time and temperature on performance in commercial broiler chickens under tropical environment. *Discov. and Innov.* 7 (1): 49-55.
49. **MORAN, E. T.** 1985. Digestion and absorption of carbohydrates in fowl and events through perinatal development. *J. Nutr.* 115:665 – 674.
50. **MORAN, E.** 2006. Anatomy, microbes, and fiber: small versus large intestine. *Applied Poultry Science.* 15: 154-160.
51. **MURAKAMI, H.; AKIBA, Y.; Horiguchi, M.** 1992. Growth and utilization of nutrients in newly – hatched chick or without removal of residual yolk. *Growth dev aging.* 56: 75 – 84.
52. **MURAMATSU, T., NAKAJIMA, S., OKUMURA, J.** 1994. Modification of energy metabolism by the presence of gut microflora in the chicken. *Br. J. Nutr.* 71:709-717.
53. **NEWSHOLME, P.** 2001 Why is L- glutamine metabolism important to cell of the immune system in health, postinjury, surgery or infection?. *The Journal of Nutrition.* 131: 2515S – 2522S.
54. **NICHOLSON, D.** 2004. Tools for evaluating brooding management. *Zootecnica.* [en línea]. <<http://www.aviagen.com/output.aspx?sec=2040&con=1027&siteId=1>>. [consulta: 15-02-2009].
55. **NITSAN, Z. BEN-AVERAHAM G, ZOREF, Z. Y NIR, I.** 1991. Growth and development of the digestive organs and some enzymes in broiler chicks after hatching. *British Poultry Science.* 32 : 515 – 523.
56. **NOY, Y.; SKLAN, D.** 1995. Digestion and absorption in the young chick. *Poultry Science* 74: 366-373.
57. **NOY, Y., SKLAN, D.** 1999 Yolk utilization in the newly hatched poultry. *British Poultry Science.* 39:446 – 451.
58. **NOY, Y; SKLAN, D.** 1999a. Nutrición de aves los primeros días de vida. **In:** XV Curso de especialización FEDNA. Avance en nutrición y alimentación animal. Madrid, España. Pp: 113-124.
59. **NOY, Y., SKLAN, D.** 2003. Crude protein and essential amino acid requirements in chick during the first week posthatch. *British Poultry Science.* 44: 266 – 274.

60. **OBLED, C.** 2002. Necesidades de aminoácidos en estados inflamatorios. **In:** XIX curso de especialización FEDNA. Madrid, España (2003). Pp: 73-88.
61. **PEROZO – MARÍN, F., NAVA, J., MAVÁREZ, Y., ARENAS, E., SERJE, P., BRICEÑO, M.** 2004. Caracterización morfométrica de los órganos linfoides en pollos de engorde de la línea Ross criados bajo condiciones de campo en el estado Zulia, Venezuela. Revista Científica, FCV – LUZ, vol. XIV, N° 3. pp. 217 – 225.
62. **PIQUER, F., SELL, J.L., AL-BATSHAN, H., MALLARINO, E., SOTO SALANOVA, M., ANGEL, R.** 1991. Poultry Science. 70: 2476-2483.
63. **PROFISH.** (2005). [en línea] http://www.profish.cl/biocp/BioCp_08.html [Consulta: 15-09-05]
64. **RIVAS, T.** 2007. Mercado de la carne de ave. Boletín “Mercados Agropecuarios”. N° 177, mayo 2007. – [en línea] < <http://www.odepa.cl> > [consulta 02-09-2008].
65. **RUSHBY, A.** 2003. Primera semana de vida. Poultry World. Junio 2003. [en línea]. <<http://www.aviagen.com/output.aspx?sec=2040&con=2075&sitedId=1> > [consulta: 13-04-2007].
66. **SANDOVAL G. L., TERRAES, J. C., REVIODATTI, F. A., FERNANDEZ R, J., ESQUIVEL DE LUCHI, P., BARCHT, A.** 1999. Consecuencias de prácticas de manejo estresantes en el desarrollo de tejidos en pollos parrilleros. [en línea] <<http://Web/cyt/cyt/veterinarias/v-030.pdf>> [consulta 15 - 09 – 2008]
67. **SCHEELE, C.W., C. KWAKERNAAK, C., VAN DER KLIS, J. D., BAKKER, G. C. M.** 1999. Effects of different factors including enzymes on the nutritional value of fats for poultry. **In:** Recent Developments in Poultry Nutrition 2. Ed. J. Wiseman y P.C. Garnsworthy. Nottingham University Press.
68. **SELL, J. L.,** 1996. Physiological limitations and potential improvement in gastrointestinal tract function of poultry. Journal Applied Poultry Research. 5: 96 – 101.
69. **SELL, J. L.** 1997 Últimos avances en nutrición de aves. **In:** XIII Curso de Especialización FEDNA. Barcelona. España. Pp: 267 – 279
70. **SHEHATA, A. T.; LERNER, J.; MILLER, D. S.** 1981. Development of brush-border membrane hexose transport system in chick jejunum. Am J physiol. Gastrointest. Liver physiol. 240:102 – 108.
71. **SISSON, S., GROSSMAN, J., D.** 1982. Anatomía de los animales domésticos. 5ª Edición. Editorial Salvat. Barcelona. España.

72. **SKLAN, D.** 2000 Development of the Digestive Tract of Poultry. **In:** XXI World Poultry Congress. Montreal, Canada. August 21-24.
73. **SOLLER, M., EITAN, Y.** 1984. Why does selection for liveweight gain increase fat deposition? a model. *World's Poultry Science Journal*, 40:5-9.
74. **STATISTICAL ANALISYS SYSTEM (SAS)** Copyright (c) 1989-1996 by SAS Institute Inc., Cary, NC, USA.(r) Proprietary Software Release 6.12 TS020. Licensed to UNIVERSIDAD DE CHILE, Site 0039781028.
75. **STURKIE, P.D.** 1967. *Avian Physiology*. Comstock, Ithaca, New York. Pp:607.
76. **SUMMERS, M.** 1991. Energy metabolism in the broiler chick. Tesis doctoral. University of Guelph, Guelph, ON, Canadá.
77. **TEJEDA PEREA, A., TELLEZ ISAIAS, G., GALINDO MALDONADO, F.** 1997. Técnicas de medición de estres en aves. *Vet. México*. 28 (4) pp 345 – 351.
78. **TIZARD, I, R.** 2009. *Introducción a la inmunología veterinaria*. 8ª edición en español. Editorial Elsevier Saunders, Barcelona, España. Pp: 113-124.
79. **TORO, H.** 1998. Algunos conceptos básicos sobre el sistema inmunológico de las gallinas. *Apuntes del curso de Patología Aviar*. Facultad de Ciencias veterinarias y Pecuarias.
80. **TORO, H., FERNANDEZ, I.** 1994. Avian infectious bronchitis: specific lachrymal IgA level and resistance against challenge. *Journal of Veterinary Medicine. Series B*. Volume 41, Issue 1-10. Pp: 467-472.
81. **UNI, Z., NOY, Y., SKLAN, D.** 1998. Posthatch development of small intestinal function in the poult. *Poultry Science*. 78: 215-222.
82. **UNI, Z.** 1999. Functional development of the small intestine in domestic birds: Cellular and molecular aspects. *Poultry Avian Biology*. 10: 167 – 179.
83. **VIEIRA, S.L., E.T. MORAN Jr.** 1999. Effects of egg of origin and chick post-hatch nutrition on broiler live performance and meat yields. *World Poultry Science Journal* 56 (2):125-142.
84. **WAYNE, W.** 2002. *Bioestadística, base para las ciencias de la salud*. 4ª edición en español. Editorial Limusa S.A. México. Pp. 295 - 322.
85. **WEHNER, R., O.** 1999. Caracterización del desarrollo de la bolsa de Fabricio, timo y bazo en pollos broiler comerciales. Tesis (Memoria para optar al grado de Licenciado en Medicina Veterinaria). Universidad Austral de Chile.

86. **WU, G.** 1998. Intestinal mucosal amino acid catabolism. *The journal of nutrition*. 128: 1249 – 1252.
87. **ZELENKA, J.** 1968 Influence of the age of chicken on the metabolisable energy values of poultry diets. *British poultry science*. 9: 135 – 142.