

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



TESIS

“Perfil bioquímico sanguíneo de pollos criollos y pavipollos criados en altura”

PRESENTADO POR:

Bach. RAMIRO ALEX LA TORRE QUENTA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO – PERÚ

2017

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TESIS

“Perfil bioquímico sanguíneo de pollos criollos y pavipollos criados en altura”

PRESENTADA POR:

Bach. RAMIRO ALEX LA TORRE QUENTA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA



APROBADA POR:

PRESIDENTE

:

M. Agric. Enrique Calmet Uría

PRIMER MIEMBRO

:

Mg. Sc. Bilo Wenceslao Calsín Calsín

SEGUNDO MIEMBRO

:

MVZ. Harold Segundo Portocarrero Prado

DIRECTOR / ASESOR

:

Mg. Sc. Pedro Ubaldo Coila Añasco

Área : Bioquímica

Tema : Bioquímica sanguínea

DEDICATORIA

A la memoria de mi padre.

A mi madre por su apoyo
incondicional.

A mis hermanas por estar
conmigo en todo momento.

A mis tíos Feliciano y Nélica
por darme muchos animos.

A Nelva por su gran amor.

Por último a mi gato Toto por
despertarme la vocación por
las ciencias veterinarias

AGRADECIMIENTOS

A mi señora madre, a mis queridas hermanas, a mis tíos, a mis sobrinos y a Nelva a todos ellos miles de gracias por su apoyo constante y desinteresado para poder lograr este trabajo de investigación.

A mi director de tesis el Doctor Pedro Coila Añasco por su apoyo en la dirección del presente trabajo de investigación.

Al Señor Martín y Señor Vicente que sin su ayuda hubiera sido imposible realizar el presente trabajo de investigación.

A todos mis docentes y laboratoristas con los que lleve cursos que me enseñaron todo lo aprendido.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE TABLAS	7
RESUMEN	10
ABSTRACT	11
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Bioquímica clínica en suero sanguíneo de aves	4
2.2. Glucosa	5
2.3. Proteínas plasmáticas	13
2.4. Albúmina.....	16
2.5. Globulinas	17
2.6. Absorción y metabolismo de proteínas plasmáticas y séricas	18
2.7. Lípidos Sanguíneos.....	21
2.8. Colesterol	22
2.9. Triglicéridos.....	24
2.10. Absorción y metabolismo de lípidos sanguíneos	26
2.11. Ácido úrico en aves	29
2.12. Antecedentes	34
III. MATERIALES Y METODOS	40
3.1. Ubicación	40

3.2.	Material experimental	41
3.3.	Metodología	42
3.4.	Análisis estadístico.....	51
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	52
4.1.	Glucosa	52
4.2.	Proteínas Totales	58
4.3.	Albúminas	64
4.4.	Globulinas	69
4.5.	Colesterol	74
4.6.	Triglicéridos.....	79
4.7.	Ácido úrico	84
V.	CONCLUSIONES.....	88
VI.	RECOMENDACIONES	89
VII.	REFERENCIAS	90
VIII.	ANEXOS	97

ÍNDICE DE TABLAS

<i>Tabla 1.- Concentración de Glucosa plasmática y proteínas en dos estirpes de pollos de engorde a los 42 días de edad en el Piamonte amazónico colombiano.</i>	<i>34</i>
<i>Tabla 2: Variables bioquímicas sanguíneas en cines de cuello negro muestreados en el santuario de la naturaleza, sector de San Ramón, Valdivia, Chile.</i>	<i>34</i>
<i>Tabla 3.- Niveles de glucosa en algunas especies de aves.....</i>	<i>35</i>
<i>Tabla 4.- Valores de química sanguínea en A. amazónica criada en cautiverio</i>	<i>35</i>
<i>Tabla 5.- Valores de colesterol HDL y LDL en pollos de engorde y gallinas ponedoras en mg/dL.</i>	<i>35</i>
<i>Tabla 6: Efecto de la línea gallinas ponedoras en los niveles de colesterol y triglicéridos.</i>	<i>36</i>
<i>Tabla 7: Efecto de la infección por Eimeria spp en las variables bioquímicas de gallinas sin infección.....</i>	<i>36</i>
<i>Tabla 8.- Valores de Proteínas totales, albumina, globulina y relación A/G para diferentes especies de aves en g/dL.....</i>	<i>36</i>
<i>Tabla 9: Perfil serológico de pollos de engorde a los 63 días de edad.</i>	<i>37</i>
<i>Tabla 10: Valores de la media de los diferentes parametros bioquímicos de aves (pavos) de Turquía.</i>	<i>37</i>
<i>Tabla 11: Perfil bioquímico de pollos nativos de Arabia Saudita con diferentes edades y sexos.....</i>	<i>37</i>
<i>Tabla 12: Principales valores obtenidos en plasma sanguíneo de pollos Broilers de 21, 35 y 42 días de edad.</i>	<i>38</i>

<i>Tabla 13: Índices bioquímicos de pollos de engorde (Ross380).....</i>	<i>38</i>
<i>Tabla 14: Proteínas de suero sanguíneo en pollos Cobb 500 evaluando la presencia de línea blanca en la carne.</i>	<i>38</i>
<i>Tabla 15: Niveles séricos de pollos de engorde donde no se encontraron diferencias relacionadas a la edad.</i>	<i>39</i>
<i>Tabla 16: Indicadores bioquímicos de pollos de engorde sometidos a estrés por captura y enjaule para evaluar el efecto de la hepatoprotectores adicionados en la ración.</i>	<i>39</i>
<i>Tabla 17: Niveles de proteínas en pollitas por efecto del virus de la enfermedad de Marek.</i>	<i>39</i>
<i>Tabla 18: Perfil bioquímico sanguíneo de pollos cobb 500 a los 38 y 42 días.</i>	<i>39</i>
<i>Tabla 19. Distribución de las muestras según línea, edad y sexo.</i>	<i>41</i>
<i>Tabla 20: Niveles de glucosa (mg/dL) según el linea.</i>	<i>52</i>
<i>Tabla 21: Niveles de glucosa (mg/dL) según el sexo.</i>	<i>54</i>
<i>Tabla 22: Niveles de glucosa (mg/dL) según la edad.</i>	<i>56</i>
<i>Tabla 23: niveles de proteínas totales (g/dL) según línea.</i>	<i>58</i>
<i>Tabla 24: Niveles de proteínas totales (g/dL) según el sexo.</i>	<i>61</i>
<i>Tabla 25: Niveles de proteínas totales (g/dL) según la edad.</i>	<i>62</i>
<i>Tabla 26: Niveles de albúmina (g/dL) según línea.</i>	<i>64</i>
<i>Tabla 27: Niveles de albúmina (g/dL) según el sexo.</i>	<i>67</i>
<i>Tabla 28: Niveles de albumina (g/dL) según la edad.</i>	<i>68</i>

<i>Tabla 29: Niveles de globulinas (g/dL) según línea.</i>	<i>69</i>
<i>Tabla 30: Niveles de globulinas (g/dL) según el sexo.</i>	<i>71</i>
<i>Tabla 31: Niveles de globulinas según la edad.</i>	<i>72</i>
<i>Tabla 32: Niveles de colesterol (mg/dL) según línea.</i>	<i>74</i>
<i>Tabla 33: Niveles de colesterol (mg/dL) según sexo.</i>	<i>76</i>
<i>Tabla 34: Niveles de colesterol (mg/dL) según la edad.</i>	<i>77</i>
<i>Tabla 35: Niveles de triglicéridos (mg/dL) según línea.</i>	<i>79</i>
<i>Tabla 36: Niveles de triglicéridos (mg/dL) según el sexo.</i>	<i>81</i>
<i>Tabla 37: Niveles de triglicéridos (mg/dL) según la edad.</i>	<i>83</i>
<i>Tabla 38: Niveles de ácido úrico según línea.</i>	<i>84</i>
<i>Tabla 39: Niveles de ácido úrico (mg/dL) según el sexo.</i>	<i>85</i>
<i>Tabla 40: Niveles de ácido úrico (mg/dL) según la edad.</i>	<i>86</i>

RESUMEN

La investigación se realizó con el objetivo de determinar los niveles séricos de glucosa, proteínas totales, albúminas, globulinas, colesterol, triglicéridos y ácido úrico en dos líneas de pollos criados en altura a 3824 msnm. Las muestras de sangre fueron obtenidas a las 3 y 8 semanas de edad en machos y hembras en proporciones iguales. Los niveles de glucosa fueron en pollos criollos de 271.89 y en pavipollos de 245.59 mg/dL ($P \leq 0.01$), según sexo en machos fue de 247.86 y en hembras de 269.62 mg/dL ($P \leq 0.05$), según edad a las 3 semanas fue de 223.76 mg/dL y a las 8 semanas de 293.73 ($P \leq 0.01$). Los niveles de proteínas totales fueron en pollos criollos de 2.71 y en pavipollos de 2.84 g/dL ($P \leq 0.05$), según sexo ($P > 0.05$), según edad a las 3 semanas fue de 2.74 y a las 8 semanas de 2.78 g/dL ($P \leq 0.05$). La media de los niveles de albúminas y globulinas fue 1.39 g/dL ($P > 0.05$) entre líneas, sexo ni edad. El promedio de los niveles de colesterol fue 175.41 mg/dL ($P > 0.05$) líneas, sexo ni edad. Los niveles de triglicéridos entre líneas y sexo ($P > 0.05$), según edad a las 3 semanas fue de 55.17 y a las 8 semanas de 79.35 mg/dL ($P \leq 0.01$). Los niveles de ácido úrico no fueron diferentes entre líneas ni sexo ($P > 0.05$), según edad a las 3 semanas fue de 6.47 y a las 8 semanas de 5.92 mg/dL ($P \leq 0.01$). Se concluye que hubo diferencia entre líneas en niveles de glucosa y proteínas totales, para el factor sexo solo hubo diferencia en niveles de glucosa, para el factor edad hubo diferencias en niveles de glucosa, proteínas totales, triglicéridos y ácido úrico.

Palabra clave: ácido úrico, albúmina, altura, colesterol, globulina, glucosa, pavipollos, pollos criollos, proteínas totales, triglicéridos.

ABSTRACT

The research was carried out with the objective of determining serum levels of glucose, total proteins, albumins, globulins, cholesterol, triglycerides and uric acid in two lines of chicken raised in height at 3824 m.a.s.l. Blood samples were obtained at 3 and 8 weeks of age in males and females in equal proportions. Glucose levels were in criollos chickens of 271.89 and in pavipollos of 245.59 mg/dL ($P \leq 0.01$), according to sex in males was 247.86 and in females of 269.62 mg/dL ($P \leq 0.05$), according to age at 3 weeks was 223.76 mg/dL and at 8 weeks 293.73 ($P \leq 0.01$). The total protein levels were in Criollos chickens of 2.71 and in pavipollos of 2.84 g / dL ($P \leq 0.05$), by sex ($P > 0.05$), according to age at 3 weeks was 2.74 and at 8 weeks of 2.78 g / dL ($P \leq 0.05$). The mean levels of albumins and globulins were 1.39 g/dL ($P > 0.05$) between lines, sex and age. The mean cholesterol levels were 175.41 mg/dL ($P > 0.05$) lines, sex, or age. The levels of triglycerides between lines and sex ($P > 0.05$), according to age at 3 weeks was 55.17 and at 8 weeks of 79.35 mg/dL ($P \leq 0.01$). Uric acid levels were not different between lines or sex ($P > 0.05$), according to age at 3 weeks, was 6.47 and at 8 weeks, 5.92 mg/dL ($P \leq 0.01$). It was concluded that there was a difference between glucose and total protein levels. For the sex factor there was only difference in glucose levels, for age, there were differences in glucose, total protein, triglycerides and uric acid levels.

Key words: uric acid, albumin, height, cholesterol, globulin, glucose, pavipollos, criollos chickens, total proteins, triglycerides.

I. INTRODUCCIÓN

La carne de pollo es una de las fuentes proteicas más consumidas en el mundo (Linnaeus, 2017). Una composición nutricional adecuada y características organolépticas aceptables han favorecido el crecimiento del mercado avícola mundial en los últimos 20 años (Vaca, 2003), este mercado mantendrá su tendencia en los próximos años, principalmente por tratarse de una fuente proteica más barata, frente a otras proteínas de origen animal (Gómez, 2013).

La población de pollos según reporto la asociación de productores avícolas en el Perú fue de 676 millones en el año 2015 (APA, 2015), en nuestro departamento de Puno la población de aves criadas en granjas fue de 14,327 y aves criadas a escala familiar fue de 319,387 (CENAGRO, 2012). La crianza de aves es una actividad poco desarrollada en nuestra región Puno, en comparación a regiones de la costa que concentran el 93% de la producción nacional, y la mayoría de granjas se manejan de forma empresarial con un sistema de producción intensivo (CENAGRO, 2012) (MINAGRO, 2013).

En la sierra y selva predominan los sistemas de producción a escala familiar, así mismo se estima que el 30% de la producción proviene de granjas informales (MINAGRO, 2013). El poco desarrollo de la industria avícola en nuestra región se debe a muchos factores como son ambientales, la falta de animales adaptados, animales que no tienen un rendimiento productivo óptimo, por lo que no se puede desarrollar una industria avícola competente (Cuadros, 2013). Razón por lo cual surge la necesidad de explorar algunas líneas avícolas como las líneas de doble propósito (pollos criollos) y pavipollos en nuestra región.

Los signos clínicos en las aves por lo general son inespecíficos y la información obtenida por el examen físico es limitada (Lumeij, 1997). Los perfiles bioquímicos sanguíneos son recursos de laboratorio clínico frecuentemente utilizados para evaluar el estado fisiológico de los animales vertebrados menores, como los peces, anfibios, reptiles y aves (Campbell, 2012), la evaluación de muestras de sangre pueden servir como herramienta importante para el seguimiento de la salud de las aves, en el diagnóstico de enfermedades, durante tratamientos y para observar las condiciones de salud del animal (Moreira, 2010). Por otro lado la evaluación bioquímica de alteraciones de los metabolitos de la sangre, tales como proteínas, ácido úrico, colesterol y otros, nos pueden indicar el funcionamiento de órganos como el hígado, los riñones, músculos, etc. (Campbell, 2012). El perfil bioquímico de la sangre es utilizado para conocer al estado fisiológico de los pacientes, los exámenes de la sangre ayudan al médico veterinario a diagnosticar precozmente cuadros de sintomatología subclínica (Kaneko, 1997).

Sin embargo, existe un déficit general de estudios para aclarar el significado de las variaciones en la bioquímica sanguínea de estos animales criados en la altura en comparación con los criados en la costa. Por lo tanto, no hay antecedentes de análisis bioquímicos de aves criadas en altura, como si los hay en aves criadas en la costa, con la consideración que los factores externos, como las condiciones ambientales (altitud) tienen una mayor influencia sobre la fisiología normal de las aves.

Es por ello que la razón del presente estudio es la cuantificación serológica del perfil bioquímico en pollos criollos y “pavipollos” criados en la altura, estos valores serán muy útiles en el establecimiento del perfil bioquímico en dichas aves, ya que ambos cuentan con diferencias metabólicas, de crecimiento y de adaptabilidad en la altura.

Entre los compuestos a determinar en el presente estudio, los que tienen mayor uso en la bioquímica clínica: Glucosa, proteínas totales, albúmina, globulina, triglicéridos, colesterol y ácido úrico.

En consideración a lo expresado, los objetivos específicos fueron determinar los niveles séricos de glucosa, proteínas totales, albuminas, globulinas, colesterol, triglicéridos y ácido úrico entre pollos criollos y “pavipollos” criados en altura al inicio y al final de la fase de cría.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Bioquímica clínica en suero sanguíneo de aves

Los estudios de los parámetros hematológicos y bioquímicos, son esenciales para contribuir al progreso de la medicina aviar, con la realización de estudios que permitan la interpretación adecuada de las respuestas del organismo en la presentación de casos clínicos, para así poder adoptar medidas adecuadas en mejorar el diagnóstico, y por ende mejorar la producción (Moreira, 2010).

El uso de la hematología y bioquímica sanguínea se constituye en una herramienta muy útil para establecer un diagnóstico definitivo, para orientar y profundizar en la naturaleza de las situaciones fisiopatológicas que afectan a las aves, varias enfermedades de aves de corral cambian los parámetros sanguíneos (Avilez, 2014), los cuales son poco estudiados en nuestra región.

El perfil bioquímico es utilizado en diversas especies domésticas para monitorear la salud y para poder identificar las posibles enfermedades subclínicas, en las aves su uso desafortunadamente está limitado porque muchas veces no se cuenta con valores de referencia para productores avícolas, así mismo, la clínica aviar está relacionada con una medicina de poblaciones, siendo que muchas veces las interpretaciones que podemos dar a un grupo no necesariamente puede ser útil cuando se evalúa a un solo individuo; otro aspecto a destacar es que las cantidades de sangre requerida para la realización de pruebas bioquímicas es pequeña, por causa de los llamados micro-métodos (Kaneko, 1997).

La mayoría de los análisis bioquímicos son realizados en el plasma o en el suero sanguíneo, como en la colecta de suero de las aves frecuentemente se toman muestras pequeñas, se prefiere el plasma para evaluaciones de pruebas bioquímicas de rutina (Moreira, 2010).

El comportamiento de las variables bioquímicas en las aves difiere en muchos aspectos al de los mamíferos, sus valores normales dependen de la especie, raza, alimentación, estado productivo, sistemas de producción, etc. (Sandoval & Esquivel, 1999). Si bien son numerosos los reportes que avalan la utilidad de la bioquímica clínica en las aves (Albokhadaim, 2012; Arzour-Lakeha, 2015; Bogusławska & Piotrowska, 2012; FLorez, 2013; Kuttappan, 2013; Sonawane, 2016), su mayor aplicación se encuentra en el diagnóstico de trastornos de naturaleza metabólica (Sandoval & Terraes, 2001).

2.2. Glucosa

El principal producto de la digestión de los carbohidratos en los monogástricos es la glucosa, que se origina principalmente del almidón, que es el componente principal en las raciones de las aves, la glucosa sanguínea procede de las siguientes fuentes: glucosa absorbida procedente de los alimentos; glucosa sintetizada a partir de diversos precursores, especialmente en el hígado; y glucosa liberada a partir del glucógeno especialmente en el hígado (Bondi, 1989).

La glucosa representa el azúcar más importante en el metabolismo de los carbohidratos en todos los vertebrados. Este es el carbohidrato que circula vía sanguínea a los diferentes órganos y tejidos corporales quienes lo emplean como fuente energética. En dietas convencionales para pollos de

engorde y gallinas ponedoras, los almidones (amilosa y amilopectina) presentes en el maíz, trigo, cebada y soya, constituyen la fuente principal de glucosa sanguínea circulante (Miranda, 2007).

Se sabe desde 1901 que el azúcar sanguíneo de las aves está en forma de D-glucosa, como en los mamíferos, pero que sus concentraciones son generalmente más altas que en estos (Bell, 1968). En el humano el hígado hace que se encuentre disponible en el plasma sanguíneo aproximadamente el 70 a 75 % de la glucosa, cifra que es levemente mayor en las aves (Swenson, 1996).

La principal función de todos los carbohidratos, es suministrar una fuente de energía inmediata al organismo del huésped, y por otra parte en tiempos de necesidad la glucosa es fácilmente sintetizada de fuentes no hidrocarbonadas, como las grasas y las proteínas. Si hay concentraciones normales de glicemia, la glucosa plasmática se transforma en glucógeno en el hígado y músculo esquelético principalmente (Hazelwood, 2000).

Los tejidos que controlan el metabolismo de los hidratos de carbono en aves y en mamíferos adultos, incluyen al páncreas (insulina, glucagón y la somatostatina), la corteza adrenal (glucocorticoides), la médula adrenal (catecolaminas), tiroides y secreciones hipofisarias, particularmente adenocorticotrofina (ACTH), prolactina (LTH) y la hormona del crecimiento (GH) (Hazelwood, 2000; Bell, 1968).

Aunque no se han asociado cambios en las concentraciones de glucosa en la sangre a la muda y la postura, se sabe que hembras sexualmente maduras tienden a tener concentraciones mayores que los machos (Pulido, 2010).

Existen variaciones relacionadas con el estado fisiológico, pero al parecer la cantidad de glucosa no está influenciada por el estado reproductivo, ya que no se han observado diferencias entre gallinas domésticas en puesta y en descanso (Bell, 1968).

Debemos considerar que las actividades reproductivas representan un costo energético importante para las aves, entre las que encontramos la incubación, la defensa de territorio, el cortejo, la crianza que son el cuidado y la alimentación y la muda. Tanto el ayuno como el ejercicio incrementan la degradación del glucógeno, para mantener la glicemia dentro de los valores normales, por ejemplo el metabolismo de la glucosa en aves en ayuno es de aproximadamente el doble que en mamíferos en ayuno (Hazelwood, 2000).

La hipoglicemia se presenta en enfermedades hepáticas severas, septicemias relacionadas al sistema endocrino, sin embargo las concentraciones de glucosa en el plasma sanguíneo no disminuyen ya que los eritrocitos de las aves utilizan principalmente ácidos grasos del organismo para su metabolismo y no glucosa (Campbell, 2012).

El estrés físico causa hiperglicemia por aumento en la secreción de catecolaminas, epinefrina y glucocorticoides permitiendo el incremento de la glucosa en la sangre por inducir al quiebre del glucógeno a glucosa en varias especies de aves (Diaz, 2014). Se han encontrado aumentos en las concentraciones de glucosa sobre un 10% en paloma mensajera (*Columba livia domestica*) (Klasing, 1998). Después de ser sometidas al estrés propio del manejo y manipulación, la epinefrina, los ácidos grasos y la hormona

secretina parecen no tener un efecto significativo sobre la secreción de insulina (Hazelwood, 2000).

La hiperglicemia en aves se caracteriza por presentar niveles por encima de 500mg/dL, pudiendo llegar en algunos casos clínicos a niveles entre 500 – 1800mg/dL. Presentando poliuria, aumento del consumo de agua, pérdida de peso, hallándose también glucosuria (Lumeij, 1997).

En aves las alteraciones del metabolismo de los carbohidratos se presentan en la diabetes mellitus espontánea, quimiotóxicos pancreáticos, extirpación quirúrgica del páncreas, agentes pancreatropicos (anticuerpos anti-diabéticos), enfermedades infecciosas (Psitacosis, NewCastle e Influenza Aviar) y la acción de otras hormonas aviares como la hormona del crecimiento y la prolactina, estos son algunos factores que aumentan las concentraciones de glucosa (Hazelwood, 2000). Disminuciones en las concentraciones de glucosa se producen por disfunción hepática, septicemias, neoplasias y aspergilosis (Carpenter & Mashima, 2001).

Se debe considerar que los valores de glicemia también pueden variar in vitro, debido a que en la muestra de sangre continúan produciéndose cambios de los constituyentes bioquímicos. El metabolismo más importante que se produce in vitro es la glicólisis, ya que se pierde aproximadamente un 10% de la glucosa por una hora en la sangre almacenada; por lo que toda muestra para glicemia debe ser obtenida con NaF (2 mg/ml), por ser inhibidor de la actividad enzimática (Wittwer & Bohmwald, 1983).

Los rangos de referencia de glicemia para las aves fluctúan entre los 165-450(mg/dL) (Lumeij, 1997), estos son valores superiores a los observados

en mamíferos, y que varían entre los 54 a 108mg/dL para las diferentes especies domésticas (Wittwer & Bohmwald, 1983).

2.2.1. Absorción de la glucosa en aves

Los carbohidratos se digieren mediante hidrólisis para liberar oligosacáridos y luego monosacáridos, este proceso ocurre dentro de las microvellosidades. La glucosa se absorbe mediante un proceso dependiente de sodio llamada bomba de Sodio, ambos cruzan la pared intestinal, la glucosa continúa su camino hacia el torrente sanguíneo y el sodio retorna al lumen intestinal (Murray & Bender, 2009; Shimada, 2003).

Si el estómago está lleno los alimentos permanecen en el buche, en el cual se produce un reblandecimiento e hidratación de los mismos, donde fundamentalmente interviene la secreción salival, la cual por medio de la ptialina (en las aves que la poseen), comienza una pequeña hidrólisis del almidón. En caso contrario, los granos pasan directamente al estómago glandular, donde se suma la secreción gástrica, permaneciendo muy poco tiempo, para dirigirse luego a la molleja, en la cual, por acción de la potente prensa muscular, ayudada por la superficie queratinoide y el grit (piedrecillas), se produce la rotura de los granos, luego de lo cual este material se digiere en el intestino, donde se realiza la mayor parte de la digestión química del alimento (Vaca, 2003).

El almidón, es atacado por la amilopsina o α -amilasa pancreática (en la gallina, además participa la correspondiente enzima que se

encuentra en la bilis), que actúan como endoenzimas, atacando las uniones α -1,4 del centro de la molécula, quedando dextrinas de diferente P.M. las cuales siguen siendo degradadas hasta llegar a las uniones α -1,6; las cuales son atacadas por la α -1,6 glucosidasa pancreática. La acción de estas enzimas lleva a la formación del disacárido maltosa, que por medio de su enzima específica, la maltasa, nos deja como producto final el monómero de glucosa el cual es absorbido (Hazelwood, 2000).

2.2.2. Metabolismo de la glucosa en aves

El metabolismo de la glucosa está regulado por la insulina y el glucagón, el contenido de insulina en las aves es 2 a 5 veces mayor que en mamíferos, el glucagón plasmático es 10 a 50 veces mayor en aves que en mamíferos, la insulina es sintetizada en células β y el glucagón en células α (Lumeij, 1997).

La regulación del metabolismo de la glucosa es similar en aves y mamíferos, pero tiene ciertas diferencias en cuanto a concentración por ejemplo en una vaca es 40 – 80mg/dL y una gallina puede tener de 130 – 270mg/dL (Swenson, 1996). También se han encontrado que los niveles de glucosa sanguínea pueden variar entre 200 a 500mg/dL de acuerdo a su ritmo circadiano, también se han reportado niveles de 800mg/dL en colibrís (Pulido, 2010).

A. Glucolisis

Es la principal ruta para el metabolismo de la glucosa, esta puede funcionar en condiciones anaerobias y el piruvato es el principal producto terminal de la glucolisis. El piruvato se oxida más hacia CO_2 y agua, la cantidad de ATP formada es limitada en condiciones anaerobias, el piruvato en tejidos como el musculo esquelético y en los eritrocitos se reduce a lactato. La glucolisis está regulada por tres enzimas que catalizan reacciones irreversibles como son las hexocinasas, fosfofructocinasa y piruvatocinasa. La oxidación de la glucosa da hasta 32 moles de ATP en condiciones aerobias, pero solo 2 moles en condiciones anaerobias (Murray & Bender, 2009).

La glucolisis presenta tres características principales (1) es una vía de degradación por la que la D-glucosa se oxida a piruvato, cuando el aporte de oxígeno es insuficiente se reduce a lactato y en condiciones aerobias el piruvato se descarboxila acetil-CoA que ingresa al ciclo del ácido cítrico. (2) la glucolisis se integra a un conjunto de reacciones y procesos metabólicos que se producen en la célula, formando compuestos intermediarios que son fuentes de partida para la biosíntesis de sustancias como el triacilglicerol-3-fosfato, la L-alanina a partir de piruvato y glucógeno a partir de glucosa-1-fosfato. (3) también forma ATP aunque esto solo representa una cuarta parte del ATP que puede obtenerse de la oxidación completa de la glucosa a CO_2 (Montgomery & Conway, 1999).

B. Glucogenolisis y Glucogenogenesis

La degradación y síntesis de glucógeno se producen en los extremos terminales de la D-glucosa, la enzima responsable de esta biosíntesis es la glucógeno sintasa esta tiene un efecto en los residuos glucosilos estos se unen por enlaces α -1,4 y α -1,6 siendo de uniones de elongación simples y los otros de ramificación respectivamente hasta formar moléculas más grandes denominadas macroglucógeno. La glucogenolisis se produce de manera diferente en presencia de la enzima fosforilasa α y enzimas desramificante como la glucosidasa (Montgomery & Conway, 1999).

El AMPc integra la regulación de la glucogenolisis y la glucogénesis, las principales enzimas que regulan el metabolismo del glucógeno (glucógeno fosforilasa y glucógeno sintasa) están reguladas por mecanismos alostéricos y modificados por fosforilación y defosforilación reversibles por la acción hormonal, la fosforilación esta aumentada en función al AMPc formado a partir de ATP mediante la adenil ciclasa, por lo tanto la glucógeno sintasa pasa a su forma inactiva, ambos efectos están mediados por la proteína cinasa dependiente de AMPc, de este modo la inhibición de la glucogenolisis aumenta la glucogénesis neta (Murray & Bender, 2009).

C. Gluconeogénesis y control de la glucosa en sangre

Las fuentes de carbono para la gluconeogénesis las constituyen varios precursores glucogénicos, obtenidos principalmente de los L-aminoácidos, también el lactato, el glicerol y el propionato. La

gluconeogénesis proporciona glucosa cuando los niveles sanguíneos circulantes de la misma son bajos. Esta vía se produce principalmente en el hígado y el riñón, no se lleva a cabo en los músculos ni en los adipocitos, ya que no tienen glucosa-6-fosfatasa, y por lo tanto no pueden convertir la glucosa-6-fosfato en glucosa para liberarla a la sangre (Montgomery & Conway, 1999).

La vía de la gluconeogénesis en hígado y riñones utiliza las reacciones que en la glucólisis son reversibles, más cuatro reacciones adicionales que evitan que ciertas reacciones se vuelvan irreversibles. El hígado regula la glucosa en la sangre después de una comida porque contiene la glucocinasa que promueve el aumento de glucosa por el hígado. La insulina se secreta en respuesta directa a la hiperglucemia, estimula al hígado para que almacene glucosa como glucógeno y facilita la captación de glucosa en tejidos extra hepáticos. El glucagón se secreta como respuesta a la hipoglucemia y activa tanto la glucogenólisis como la gluconeogénesis en el hígado, lo que causa liberación de glucosa hacia la sangre (Bender, 2009).

2.3. Proteínas plasmáticas

Las proteínas plasmáticas están agrupadas en dos grandes categorías, albumina y globulinas las cuales tienen muchas funciones, las más importantes están relacionadas con el mantenimiento de la presión osmótica del plasma, y el transporte de sustancias a través del cuerpo, como son las hormonas, minerales; en la inmunidad, ayudan también en la regulación de enzimas (Swenson, 1996). Se separan unas de otras por medios químicos

sencillos y determinando la cantidad de cada grupo se obtiene la relación A-G. La albúmina de la sangre y las globulinas con excepción de algunas globulinas gamma, son sintetizadas en el hígado. Por lo tanto cualquier proceso que afecte la síntesis de albúmina disminuirá la relación A-G (Latiner, 2005).

Las proteínas plasmáticas totales son un parámetro común utilizado para estimar la condición corporal aviar. Es generalmente conocido que las proteínas plasmáticas tiene un papel clave en el mantenimiento de la presión coloidal osmótica, como un rápido sustituto de los aminoácidos, asegurando glucosa a través de la gluconeogénesis, en el transporte de minerales y hormonas, enzimas y el sistema inmune en el organismo. Por lo tanto, las proteínas plasmáticas tienen una importancia excepcional en la homeostasis (Piotrowska, 2011).

En las aves la mayor fracción proteica (40-60%) es la albumina que es sintetizada 100% en el hígado, por eso su medición puede ser una ayuda complementaria en el diagnóstico de enfermedades hepáticas. Los niveles normales varían de 1.6 a 2.0 g/dL. La albumina transporta aniones, cationes, ácidos grasos, hormonas; consecuentemente, la hipoalbuminemia también afecta las concentraciones de estos compuestos (Kaneko, 1997).

En enfermedades agudas o crónicas con procesos inflamatorios se observa un aumento de las proteínas plasmáticas totales porque se elevan las globulinas y ocasionalmente disminuye la albumina produciéndose una disminución en la relación albumina/globulinas. Muchas veces las proteínas totales pueden estar en intervalos normales, aunque la relación

albumina/globulina disminuya, de forma que esta relación tiene mayor significado clínico. En gallinas con peritonitis, con enfermedades infecciosas crónicas como aspergillosis, tuberculosis; el aumento de las globulinas puede ser evidente. En aves deshidratadas se observa un aumento de la albumina. En contraste, en una falla hepática las proteínas totales están muy bajas y la relación albumina/globulinas también. En enfermedades gastrointestinales, renales y en aves con desnutrición se observa hipoproteïnemia severa. Algunas veces las proteínas pueden indicar un diagnóstico específico (Lumeij, 1997).

Las proteínas pueden medirse en el plasma o en el suero sanguíneo, aunque sus concentraciones en el plasma tiene variaciones por causa del contenido de fibrinógeno, por ejemplo en las palomas las concentraciones de las proteínas en el plasma es de 1,5 g/dL más que en suero el sanguíneo (Lumeij, 1997).

Es importante destacar las variaciones de las proteínas plasmáticas totales en hembras de las aves antes y durante la postura. Hay un incremento de las proteínas plasmáticas antes del período de postura que es inducido por estrógenos; en ponedoras, hay un mayor nivel de proteínas séricas producida por una hiperproteïnemia fisiológica, esto puede ser explicado por la existencia de mayor cantidad de proteína para la formación de huevo, el cual contiene una media de 12,5% de proteína. Las proteínas totales en gallinas en postura es de 5.4 ± 0.7 g/dL; mientras que en flamenco y gallinas fuera de postura un poco menor 3.6 g/dL (Swenson, 1996).

Las causas de hipoalbuminemia se pueden separar según si se incrementa la pérdida de ellas (por vía glomerular, enteropatías, lesiones cutáneas, hemorragias externas) o por disminución de la producción (por insuficiencia hepática, mala alimentación, mala digestión, mala absorción), y disminución por secuestro (derrames cavitarios). La hemoconcentración secundaria a deshidratación y la reducción del líquido circulante, producen un aumento en las concentraciones séricas de albúmina (Duncan, 2000).

La edad, cambios estacionales, dieta y estado de cautividad tienen un efecto sobre las proteínas plasmáticas, por lo tanto se debe considerar el estado fisiológico o condición de las aves al momento del muestreo (Franco, 2009).

2.4. Albúmina

La albúmina es la proteína más abundante en el plasma, las dos principales funciones de la albúmina son el transporte de pequeñas moléculas a través del plasma y el líquido extracelular y el desarrollo de presión osmótica dentro del capilar. Aumenta la solubilidad de metabolitos como ácidos grasos libres y bilirrubina que son poco solubles, la albumina cumple esta función y sirve como proteína de transporte, por otra parte también puede unirse a fármacos poco solubles como la aspirina, la digoxina, los anticoagulantes cumarínicos, y los barbitúricos de manera que todos estos son transportados de manera eficaz a través del torrente sanguíneo (Montgomery & Conway, 1999).

La albúmina determina el 80% de la presión osmótica debido a las proteínas plasmáticas. La presión osmótica es la principal fuerza que impulsa el líquido intersticial hacia el interior del capilar en el extremo venoso. La albúmina

influye en la presión osmótica por dos razones es la proteína más abundante en el plasma y posee un bajo peso molecular en comparación con las demás proteínas plasmáticas, por otro lado la elevada carga negativa a pH 7.4 hace que el agua se acumule en su superficie, produciendo así un mayor efecto osmótico (Montgomery & Conway, 1999).

La albúmina es una de las principales proteínas plasmáticas, que sirve como la fuente más favorable de aminoácidos para la síntesis de proteínas tisulares en períodos de rápido crecimiento somático de las aves, especialmente en condiciones de alimentación restringida (Piotrowska, 2011).

La albúmina es sintetizada en el hígado y representa la mayor fracción proteica del plasma de las aves. Bajas concentraciones de esta proteína plasmática han sido asociadas a patologías hepáticas y renales, deficiencias nutricionales (cantidad y calidad de las proteínas dietéticas) y estados agudos de enfermedades. Pollos de engorde con diferentes niveles de inclusión dietética de semillas de *Rhazya stricta*, sus resultados indican una significativa reducción en la concentración de albúmina plasmática como consecuencia directa de factores antinutricionales presentes en las dietas que contenían 2% de mencionada semilla. Estos mismos autores observaron lesiones hepáticas y renales en este grupo de pollos (Miranda, 2007).

2.5. Globulinas

A. α – Globulinas

En el plasma existen dos clases de α -globulinas las α_1 y α_2 ; las principales α_1 -globulinas son las glucoproteínas y las lipoproteínas de alta densidad

(HDL). Las principales α 2-globulinas son la haptoglobina que es una proteína de transporte para cualquier hemoglobina que pasa al plasma celular, la ceruloplasmina es la que transporta el cobre, la protrombina que es una proenzima que participa en la coagulación sanguínea y las glucoproteínas (Montgomery & Conway, 1999).

B. β – Globulinas

Las principales β -globulinas son la transferrina que es una proteína transportadora de hierro y las lipoproteínas de baja densidad (LDL) (Montgomery & Conway, 1999).

C. γ – Globulinas

Las γ -globulinas están integradas por inmunoglobulinas o anticuerpos, como son IgG en un 80%, IgA en un 13%, IgM en un 6%, IgD en un 1%, IgE en un 0.002% (Montgomery & Conway, 1999). Las γ -globulinas se sintetizan en células plasmáticas (Murray & Bender, 2009).

2.6. Absorción y metabolismo de proteínas plasmáticas y séricas

2.6.1. Absorción de proteínas en aves

Las proteínas solo pueden absorberse por la mucosa de la pared intestinal después de haber sido degradadas hasta compuestos de bajo peso molecular, principalmente aminoácidos. Los aminoácidos se absorben en el intestino delgado por un mecanismo de transporte activo que en la mayoría de los casos es sodio dependiente, la vitamina B6 también puede favorecer el transporte; se han descrito varios sistemas de transportes que pueden clasificarse en tres grupos

para aminoácidos neutros, básicos y ácidos. Como resultado de la digestión y absorción de las proteínas, sólo los aminoácidos libres pasan a la vena porta y finalmente al hígado, el ritmo de absorción de aminoácidos a la sangre portal depende de la composición en aminoácidos de la digesta presente en el intestino. El epitelio intestinal actúa como filtro selectivo en los animales jóvenes y adultos siendo impermeable a las proteínas, solamente los animales recién nacidos son capaces de absorber proteínas intactas (Bondi, 1989).

Hay dos clases de enzimas digestivas proteolíticas llamadas proteasas, las endopeptidasas son las primeras en actuar hidrolizando los enlaces peptídicos de determinados aminoácidos, las exopeptidasas catalizan la hidrólisis de enlaces peptídicos, uno a la vez desde los extremos peptídicos. Las carboxipeptidasas, secretadas en el jugo pancreático liberan aminoácidos desde el carboxilo terminal libre, las aminopeptidasas, secretadas por las células de la mucosa intestinal liberan aminoácidos desde el amino terminal, las dipeptidasas y tripeptidasas en el borde en cepillo de la mucosa intestinal catalizan la hidrólisis de dipéptidos y tripéptidos (Murray & Bender, 2009).

2.6.2. Metabolismo de Proteínas en aves

Los procesos de síntesis proteica en los tejidos a partir de aminoácidos, y la degradación de proteínas tisulares hasta aminoácidos. Los aminoácidos funcionan en el organismo como un pool único, independientemente de su origen que pueden ser (1)

aminoácidos liberados de las proteínas de la ración, durante la digestión y son absorbidos a través de la pared intestinal y son llevados vía sanguínea a distintos órganos. (2) los aminoácidos liberados por degradación de proteínas tisulares también pasan a la circulación sanguínea donde se juntan con aminoácidos liberados de las proteínas de la ración y son llevadas a los órganos. (3) y los aminoácidos no esenciales sintetizados en los tejidos también pertenecen al pool común de aminoácidos (Bondi, 1989).

Todos los animales vertebrados pueden formar ciertos aminoácidos a partir de intermediarios anfibólicos o de otros aminoácidos en la dieta. Los intermediarios y los aminoácidos a los cuales dan lugar son α -cetoglutarato que forman glutamato, glutamina, prolina, hidroxiprolina; oxaloacetato que forma aspartato y asparagina, 3-fosfoglicerato que forma glicina y serina (Murray & Bender, 2009).

Las proteínas se degradan por medio de vías tanto dependientes como independientes de ATP. La ubiquitina establece como objetivo a muchas proteínas intracelulares para su degradación, en algunos aminoácidos el proceso de ubiquitinización se acelera o retrasa. La degradación de proteínas marcadas por la ubiquitina continúa en el proteasoma, que es una macro molécula con múltiples subunidades que se encuentra presente también en todas las células eucariotas (Murray & Bender, 2009; Duncan, 2000).

El mantenimiento de cifras estables de aminoácidos que circulan en el plasma entre comidas depende del balance neto entre la liberación

de reservas de proteína endógena y la utilización por diversos tejidos, el musculo genera más de la mitad del total de aminoácidos libres, y el hígado es el sitio donde se encuentran las enzimas necesarias para completar el ciclo de la urea necesario para eliminar el nitrógeno excesivo. Así el musculo y el hígado desempeñan funciones importantes en el mantenimiento de las concentraciones de aminoácidos en la circulación (Pulido, 2010; Lehninger, 2007).

2.7. Lípidos Sanguíneos

Las fracciones lipídicas del plasma sanguíneo aviar constituyen una mezcla compleja y han sido clasificadas como ácidos grasos libres, grasas neutras, fosfolípidos y ésteres de colesterol (Boettcher, 2004).

En las aves, la digestión y transporte hasta el hígado de los lípidos difiere en gran manera con los mamíferos; los triglicéridos se almacenan especialmente en los hepatocitos, la yema de huevo o en el tejido adiposo; asimismo, son fuente de energía para el embrión (Osorio & Florez, 2011).

Los metabolitos de lípidos en la sangre de pollo, incluyendo los niveles de triglicéridos, colesterol total, fracciones de lipoproteínas, así como el perfil de ácidos grasos, son indicadores sensibles de la intensidad del metabolismo de la grasa en el organismo. Además, es ampliamente aceptado que los valores de estos parámetros en los pollos de engorde dependen de varios factores, tales como la edad, el sexo, el tipo genético y las condiciones ambientales y de alimentación (Bogusławska-Tryk, 2016).

2.8. Colesterol

El colesterol se encuentra en todos los tejidos animales, siendo el componente principal de todas las membranas, además es precursor de hormonas esteroideas, la vitamina D y ácidos biliares. Los ésteres de colesterol predominan en el plasma sanguíneo. El colesterol se sintetiza a partir del colesterol que se ingiere en la ración, y se absorbe en el intestino, el hígado es el principal lugar donde se sintetiza, también tiene lugar en la pared intestinal, paredes arteriales y otros tejidos (Bondi, 1989).

El colesterol es el esteroide más común en los tejidos corporales y actúa como precursor en la síntesis de hormonas esteroidales y de sales biliares, y como principal componente estructural de las membranas celulares y de las vainas de mielina (Duncan, 2000). El colesterol circula en el plasma en forma libre y esterificada, esta última forma es producto del metabolismo hepático. Comúnmente se determina la suma de ambos o colesterol total. La mayor parte del colesterol se sintetiza en el hígado, el resto procede de la dieta. El colesterol excedente se elimina a través de la bilis y sufre recirculación enterohepática (Boettcher, 2004; Duncan, 2000).

La utilidad de la determinación del colesterol como marcador de enfermedad hepática es limitada debido a que su concentración puede disminuir, aumentar o permanecer normal dependiendo del tipo de enfermedad hepática y de la ingesta diaria de colesterol. Las concentraciones de las fracciones de lípidos en la sangre están influenciados por el estado fisiológico y nutritivo del ave. En algunos Galliformes, Anseriformes y Columbiformes se ha demostrado ampliamente la elevación de los lípidos

plasmáticos al aparecer la madurez sexual en la hembra, esto se debe a la secreción de estrógenos por el ovario. Los valores de colesterol no parecen ser influenciados por los estrógenos endógenos, ya que no son consistentes las diferencias encontradas entre los machos adultos y las hembras en puesta o en descanso. Sin embargo los estrógenos exógenos incrementan el colesterol plasmático. Por otra parte las concentraciones de colesterol aumentan en primavera y que disminuyen previo a la estación de migraciones, y señala también que la muda provoca disminución en las concentraciones de este. Los niveles normales de colesterol en las gallinas están entre 125 a 200 mg/dL (Pulido, 2010).

El efecto del colesterol de la dieta sobre el colesterol plasmático está influenciado por la cantidad de las grasas saturadas e insaturadas de la dieta. Un exceso de colesterol añadido a la dieta de gallinas incrementa particularmente el colesterol plasmático, así como otros lípidos (Bell, 1968). Las dietas carnívoras aumentan las concentraciones de colesterol plasmático. Las concentraciones de colesterol son mayores cuando se dan dietas altas en energía sobre todo altas en aceite de maíz, y son menores con dietas ricas en proteínas. Por otra parte el colesterol en aves se incrementa con la edad y esto puede estar relacionado con un incremento en la síntesis hepática de este lípido. Se señala que en los mamíferos una hipocolesterolemia podría interpretarse como consecuencia de hígado graso, anemia, inanición e hipertiroidismo, y una hipercolesterolemia como consecuencia de nefrosis o hipotiroidismo. Los cambios en la concentración de colesterol plasmático en aves no tienen relación con enfermedades presentes en estas (Duncan, 2000; Latiner, 2005).

2.9. Triglicéridos

Los triglicéridos constituyen aproximadamente el 98% de lípidos existente en la mayoría de alimentos concentrados, son importantes fuentes de energía almacenada en los animales y se caracterizan por su alto valor energético. Los triglicéridos sufren hidrólisis por acción de enzimas denominadas lipasas secretadas por el páncreas en el intestino delgado. La composición de las grasas del organismo animal depende de la especie y varía en los distintos tejidos; además puede depender en cierto grado de la ración, las grasas vegetales en las aves son más insaturadas que las grasas de los mamíferos (Bondi, 1989).

La reserva de energía aviar es casi en su totalidad almacenada como lípidos, específicamente triglicéridos. Los triglicéridos son los lípidos abundantes en el organismo y su almacenamiento en el tejido adiposo supone una reserva esencial de energía química para las necesidades de los tejidos (Boettcher, 2004).

El hígado tiene una alta capacidad para sintetizar ácidos grasos desde fuentes no lipídicas, proceso llamado *Novo síntesis* o *síntesis de Novo*. El tejido adiposo, intestino, piel y tejido esquelético también sintetizan ácidos grasos y la contribución relativa de esos tejidos es dependiente de la especie y la edad, por otra parte el hígado es particularmente activo en hembras adultas en producción de huevos (Klasing, 1998). Durante la maduración el depósito de grasa es intenso, así como también en la preparación para la migración, inviernos excesivos en climas templados y en hembras antes de la crianza (Boettcher, 2004).

Los metabolitos lipídicos del plasma pueden ser buenos indicadores de cambios en la masa corporal de las aves migratorias, como por ejemplo los triglicéridos. Se ha observado que las concentraciones de triglicéridos son más bajas durante el invierno y más altas durante la primavera y el otoño cuando las aves están aumentando rápidamente su masa en las áreas de escala migratoria (Guglielmo y col., 2001).

En las aves comerciales (*Gallus domesticus*) el perfil lipídico difiere entre sexos. En el pollo se ha encontrado que las HDL son más abundantes que las LDL además, el nivel de triglicéridos es de aproximadamente 42 mg/dL, aunque hay estudios que demuestran lo contrario; no obstante, estas diferencias podrían deberse al método de análisis utilizado en la cuantificación de las lipoproteínas. En el caso de las gallinas ponedoras en producción el comportamiento es diferente, ya que por acción de los estrógenos se altera el metabolismo de las lipoproteínas, aumentando significativamente las lipoproteínas de muy baja densidad, las cuales transportan los triglicéridos que van a depositarse en los ovocitos en crecimiento, llegando estos hasta niveles de 1200 mg/dL; y a su vez, los estrógenos disminuyen las lipoproteínas de alta densidad. Por esta razón, se indica que las lipoproteínas de baja densidad son más abundantes en las gallinas cuando no se tienen en cuenta los niveles de lipoproteínas de muy baja densidad (VLDL) (FLorez, 2013).

Por otra parte, diversos estudios muestran variaciones en la concentración de triglicéridos sanguíneos en gallinas ponedoras, estos han reportado estas variaciones lipídicas e indican que se pudiera deber al mejoramiento

genético, condiciones medioambientales, semana de producción o dieta, entre otros (Florez & Osorio, 2013).

La hipotrigliceridemia no parece estar relacionada indefectiblemente a una enfermedad específica, aunque ha sido descrita en varios casos de enfermedad hepática aguda y crónica. En las especies menores la hipotrigliceridemia se ha descrito en varios casos de insuficiencia hepática aguda y crónica (Duncan, 2000).

2.10. Absorción y metabolismo de lípidos sanguíneos

2.10.1. Absorción de lípidos en aves

Los lípidos se absorben por difusión, pinocitosis o ambas. Las moléculas pequeñas como el glicerol y los ácidos grasos de menos de 10 átomos se absorben por vía portal, en mamíferos los ácidos grasos de cadenas largas pasan a los vasos linfático y en las aves pasan a la circulación portal (Shimada, 2003).

Los principales lípidos en la dieta son triacilgliceroles y en menor grado los fosfolípidos. Son moléculas hidrofóbicas, las cuales se tienen que hidrolizar y emulsificar hacia gotitas muy pequeñas llamadas micelas, y posteriormente son absorbidas. Lipasas linguales y gástricas inician la hidrólisis de triacilgliceroles formando diacilgliceroles y ácidos grasos. Posteriormente la lipasa pancreática secretada en el intestino delgado rompe enlaces 1 y 3 para formar monoacilgliceroles y ácidos grasos libres. Las sales biliares producidas por el hígado permiten la emulsificación de lípidos hacia micelas junto con fosfolípidos y colesterol, la mayor parte pasa a la

circulación enterohepática. Los ácidos grasos de cadena larga se esterifican para dar triacilglicerol en las células de la mucosa y junto con los otros productos de la digestión de lípidos, se secretan como quilomicrones hacia los vasos linfáticos y entran al torrente sanguíneo por medio del conducto torácico (Murray & Bender, 2009).

El colesterol es absorbido disuelto en micelas de lípido y se esterifica principalmente en la mucosa intestinal antes de ser incorporado como quilomicrones. El colesterol no esterificado y otros esteroides se transportan de manera activa hacia afuera de las células de la mucosa intestinal, hacia la luz intestinal. Los esteroides y estanoles de vegetales compiten con el colesterol por la esterificación y actúan para reducir el colesterol sérico (Lehninger, 2007; Murray & Bender, 2009).

2.10.2. Metabolismo de lípidos en aves

En las aves el acetil-CoA se produce en la mitocondria por descarboxilación oxidativa del piruvato que se forma por glucolisis, este proceso tiene lugar en el citosol, puede dividirse en dos partes (1) carboxilación de acetil-CoA para formar malonil-CoA, (2) una serie de reacciones de condensación, reducción y deshidratación que empiezan con el acetil-CoA y malonil-CoA, catalizadas por un complejo enzimático (Bondi, 1989).

Los ácidos grasos se transportan en la sangre como ácidos grasos libres (AGL) se encuentran en estado no esterificado, en el plasma los AGL de cadena más larga se combinan con albumina y en la célula están fijados a una proteína de unión. Los ácidos grasos se activan antes

de ser catabolizados por acción de la enzima acil-CoA sintetasa llamada tiocinasa. La oxidación de ácidos grasos en las mitocondrias conduce a la generación de grandes cantidades de ATP mediante un proceso llamado β -oxidación que divide unidades de acetil-CoA de modo secuencial a partir de cadenas de ácido graso. También ocurre la formación de cuerpos cetónicos en las mitocondrias hepáticas, cuando hay un alto índice de oxidación de ácidos grasos (Murray & Bender, 2009). Las enfermedades relacionadas con el deterioro de la oxidación de ácidos grasos llevan a una hipoglucemia, infiltración de grasa en los órganos, e hipocetonemia (Duncan, 2000).

La lipogénesis se realizan por dos sistemas de enzimas la acetil-CoA carboxilasa y el ácido graso sintasa que llevan a cabo la síntesis de ácidos grasos de cadena larga. La acetil-CoA se convierte en palmitato y necesita de NADPH, ATP, Mn^{2+} , biotina, ácido pantoténico. La acetil-CoA carboxilasa convierte a la acetil-CoA en malonil-CoA, y luego la ácido graso sintasa que es un complejo enzimático que cataliza la formación de palmitato a partir de una molécula de acetil-CoA y siete de malonil-CoA. La lipogénesis está regulado en el paso de la acetil-CoA carboxilasa mediante modificadores alostericos fosforilación y desfosforilación por inducción y represión de la síntesis de enzima. La enzima es activada de manera alosterica por citrato y desactivada por acil-CoA de cadena larga. La desfosforilación promueve su actividad mientras que la fosforilación la inhibe (Murray & Bender, 2009).

La biosíntesis de ácidos grasos de cadena larga insaturados se logra mediante las enzimas desaturasas y elongasas, los cuales introducen dobles enlaces y alargan las cadenas existentes. Los eicosanoides se derivan de ácidos grasos C₂₀ llamados eicosanoicos sintetizados a partir de los ácidos grasos esenciales, y constituyen importantes grupos de compuestos que tienen importancia fisiológica y farmacológica, entre ellos están las prostaglandinas, los tromboxanos, los leucotrienos y las lipoxinas (Lehninger, 2007).

2.11. Ácido úrico en aves

La urea es un compuesto orgánico presente en la sangre de muchos mamíferos que ayuda a atrapar y transportar el exceso de nitrógeno del cuerpo. En los pollos, el nitrógeno se excreta en forma de ácido úrico, este compuesto es el producto final del catabolismo de las purinas y pirimidinas en mamíferos y el producto final del catabolismo de las proteínas en aves y reptiles. Los niveles de urea en sangre se utiliza para evaluar la función renal, o para confirmar y evaluar la evolución de una enfermedad que afecte la función de los riñones, utilizando el nitrógeno ureico sanguíneo (BUN) como un valor de estimación (Aiello, 2000).

Las aves son animales uricotélicos, excretan el nitrógeno(N) en pequeños volúmenes mediante el ácido úrico como principal producto del metabolismo del nitrógeno, el ácido úrico es sintetizado en el hígado y los riñones, su excreción es por medio de la secreción tubular en un 90%, independientemente de la absorción tubular de agua, así mismo alteraciones

en la función renal pueden elevar las concentraciones de ácido úrico en el suero y plasma sanguíneo de las aves (Kaneko, 1997; Lumeij, 1997).

El ácido úrico en las aves es el principal producto metabólico del nitrógeno. Muchos factores como la edad, la dieta y el período de acostarse afectan la concentración de ácido úrico (Albokhadaim, 2012).

Los niveles de ácido úrico en aves jóvenes varían de 1 a 2mg/dL, mientras que en gallinas de postura presentan niveles entre 2 a 7mg/dL, puede haber aumento de los niveles de ácido úrico, creatinina y urea en el plasma cuando los riñones trabajan a un 30% de su capacidad (Lumeij, 1997). Un aumento de ácido úrico hasta 15mg/dL puede ser observado en casos de lesiones renales severas causadas por micotoxinas, deficiencia de vitamina A (Pulido, 2010), diversos factores pueden influir en las concentraciones de ácido úrico como la especie, la edad y la dieta (Moreira, 2010).

El ácido úrico también es un producto de la degradación de nucleótidos de purina en las aves, algunos reptiles y los primates. La síntesis de la urea se efectúa casi exclusivamente en el hígado. La urea es el producto de una serie de reacciones llamada ciclo de la urea (Lehninger, 2007).

La medición del ácido úrico y urea son las pruebas bioquímicas utilizadas para evaluar la función renal. (Moreira, 2010). El ácido úrico es el principal producto del metabolismo del nitrógeno en las aves constituyendo aproximadamente el 60 a 80 % del total de nitrógeno excretado por la orina, se sintetiza en el hígado y en los riñones siendo 90% del ácido úrico sanguíneo excretado primariamente por secreción tubular, en los túbulos proximales de los nefrones corticales, este proceso es independiente de la

reabsorción de agua (Campbell, 2012). Es así que disturbios en la función renal pueden llevar al aumento de las concentraciones séricas de ácido úrico (Lumeij, 1997).

El ácido úrico no es una prueba renal sensible en aves, pues el 75% de la función renal debe estar comprometida para que sea posible el aumento en la concentración sanguínea. Además las aves pueden presentar hiperuremia después de la ingestión de grandes cantidades de proteínas en la dieta durante ayunos prolongados, a pesar de estas limitaciones el ácido úrico es útil para monitorear el progreso de tratamiento de enfermedades en determinadas circunstancias (Lumeij, 1997) (Campbell, 2012) (Kaneko, 1997).

El ácido úrico en gallinas se encuentra elevado por inoculación de virus de la enfermedad de Newcastle, esta elevación puede ocurrir por daños renales, por la disminución de la velocidad de eliminación, por alteraciones de la condición nutricional debido a la reducción de la ingestión de alimentos o por lesiones en el tracto digestivo (Moreira, 2010).

2.11.1. Metabolismo del ácido úrico

La urea se forma en el hígado a partir de precursores nitrogenados tales como amoníaco y aminoácidos de la sangre portal. La proteína de la dieta y la sangre en el tracto intestinal son las fuentes principales de amoníaco y proteína. Tras entrar en la circulación general desde el hígado, la urea se filtra a través de los glomérulos y se excreta por la orina. La urea penetra también en la luz intestinal y una parte se convierte en amoníaco por la acción de las ureasas bacterianas. La

mayor parte de este amoniaco se absorbe por la circulación porta y vuelve al hígado en donde se re sintetiza en urea (Lorenz & Cornelliuss, 1987).

A. Ciclo de la urea

La acumulación de amonio tiene consecuencias tóxicas. Por lo tanto se debe eliminar con la misma rapidez con la que se genera. Los animales acuáticos eliminan directamente amonio gracias a que pueden captar y expulsar cantidades ilimitadas de agua. En cambio los animales terrestres necesitan trasformarlo en un compuesto que pueda excretarse sin que ello implique una pérdida importante de agua. Las aves y los reptiles producen ácido úrico y los mamíferos urea (Carpenter & Mashima, 2001). La urea se forma a lo largo de una secuencia de cinco reacciones en el hígado, de la cuales cuatro forman un ciclo: 1) En la mitocondria, la enzima mitocondrial carbamoil fosfato sintetasa I, que técnicamente no forma parte del ciclo de la urea, cataliza la reacción limitante. Condensa amonio y bicarbonato para formar carbamoil fosfato, quien proporciona uno de los dos átomos de nitrógeno de la urea. Esta reacción es irreversible y requiere de 2 ATP. En los eucariotas la carbamoil fosfato sintetasa II es citosólica, usa glutamina como donador de nitrógeno y esta involucrada en la síntesis de pirimidinas. 2) El grupo carbamoil del carbamoil fosfato es transferido a la ornitina formando citrulina. Esto ocurre dentro de la mitocondria gracias a la ornitina 3 transcarbamoilasa. La citrulina debe salir de la mitocondria para que pueda continuar el ciclo de reacciones. 3) La citrulina, en el citosol, se

condensa con el aspartato produciendo argininsuccinato, el aspartato proporciona el segundo átomo de nitrógeno de la urea. La argininsuccinato sintetasa, responsable de la reacción, requiere de dos enlaces de alta energía del ATP. 4) El argininsuccinato se convierte en arginina al liberar fumarato, con la participación de la argininosuccinasa. La arginina es el precursor inmediato de la urea. En el ciclo de Krebs el fumarato se transforma en oxalacetato, el cual por transaminación se convierte nuevamente en aspartato. 5) Por último la arginasa hidroliza a la arginina con lo que se restaura la ornitina y se libera la urea. La urea es excretada a través de la orina y la ornitina es trasladada a la mitocondria, para que nuevamente reaccione con el carbamoil fosfato y el ciclo continúe (Nava, 2004).

B. Degradación de las bases púricas y pirimidínicas

Los nucleótidos, como todas las moléculas del organismo, desarrollan sus funciones durante un tiempo determinado al final del cual son degradados y dan lugar a la pentosa correspondiente, a fosfato y a bases nitrogenadas. El catabolismo de las bases púricas genera ácido úrico y el de las pirimidínicas produce urea. Los nucleótidos AMP y GMP, o sus análogos, pierden su grupo fosfato por acción de la enzima nucleotidasa con lo que se producen los nucleósidos adenosina y guanosina. La adenosina es desaminada por la adenosina desaminasa y se convierte en inosina. A continuación guanosina e inosina pierden su pentosa gracias a la nucleósido de purina fosforilasa, en consecuencia quedan libres las purinas guanina e hipoxantina respectivamente. Ambas se convierten en xantina por

acción de las enzimas guanina desaminasa y xantina oxidasa, esta última también es la que se encarga posteriormente de transformar a la xantina en ácido úrico. El catabolismo de las purinas en los primates, aves y reptiles termina en el ácido úrico que se excreta. Sin embargo, la mayoría de los mamíferos oxidan en mayor medida el anillo de purina a alantoina (Nava, 2004) (BSAVA, 2013).

2.12. Antecedentes

Tabla 1.- Concentración de Glucosa plasmática y proteínas en dos estirpes de pollos de engorde a los 42 días de edad en el Piamonte amazónico colombiano.

Metabolito	Cobb	Ross
Glucosa plasmática (mg/dL)	285.12 ± 16.02	297.18 ± 27.54
Albumina (g/dL)	1.512 ± 0.127	1.531 ± 0.076
Globulina (g/dL)	2.190 ± 0.242	2.306 ± 0.319
Proteína total (g/dL)	3.211 ± 0.392	3.273 ± 0.139

Fuente: Diaz (2014).

Tabla 2: Variables bioquímicas sanguíneas en cines de cuello negro muestreados en el santuario de la naturaleza, sector de San Ramón, Valdivia, Chile.

Proteínas totales g/dL	Albumina g/dL	Globulinas g/dL	Colesterol g/dL	Triglicéridos g/dL	Glucosa g/dL
5.23	1.98	32.5	79.75	35.00	133.56

Fuente: Boettcher (2004).

Tabla 3.- Niveles de glucosa en algunas especies de aves.

Especie	Glucosa mg/dL
Avestruz	187.2 – 246.6
Halcón	297 – 396
Paloma	232.2 – 369
Papagayo	205.2 – 289
Cacatúa	230.4 – 316.8
Guacamayo	216 – 322.2
Gallina	130 - 270

Fuente: Pulido (2010).

Tabla 4.- Valores de química sanguínea en A. amazónica criada en cautiverio

Variables	Valores extremos
Proteínas totales (g/dL)	3.6 y 10.4
Albumina (g/dL)	1.18 y 6.89
Colesterol (mg/dL)	92.88 y 924.93
Glucosa (mg/dL)	198 y 435.6
Urea (mg/dL)	0.6 y 30
Globulinas (g/L)	2.5 y 8.22

Fuente: Franco (2009).

Tabla 5.- Valores de colesterol HDL y LDL en pollos de engorde y gallinas ponedoras en mg/dL.

linea	Colesterol HDL	Colesterol LDL
Pollos de engorde Cobb	93.1 ± 16	52.2 ± 9.1
Gallinas ponedoras Hy-line	61.7 ± 15.4	49.1 ± 12.6

Fuente: FLopez (2013).

Tabla 6: Efecto de la línea gallinas ponedoras en los niveles de colesterol y triglicéridos.

Parámetro	Hy Line w-36	Lohmann Brown Classic
Colesterol total mg/dL	141.8 ± 5.49	111.1 ± 3.58
Triglicéridos mg/dL	773 ± 48.0	431 ± 28.7

Fuente: Florez y Osorio (2013).

Tabla 7: Efecto de la infección por Eimeria spp en las variables bioquímicas de gallinas sin infección.

Parámetro	Testigo	Eimeriosis
Proteínas totales g/dL	4.77 ± 0.59	4.77 ± 1.62
Albumina g/dL	2.07 ± 0.59	2.00 ± 0.47
Globulinas g/dL	2.70 ± 1.96	2.39 ± 0.96
Colesterol mg/dL	89.7 ± 39.9	183 ± 62.3
Triglicéridos mg/dL	594 ± 114	397.5 ± 117
Ácido úrico mg/dL	7.09 ± 2.07	5.57 ± 2.5

Fuente: Topázio y col (2014)

Tabla 8.- Valores de Proteínas totales, albumina, globulina y relación A/G para diferentes especies de aves en g/dL.

Ave	Albumina	Globulina	Relación A:G	Proteínas totales
Flamenco	2.5	3.1	0.8	5.6
Gallina	1.6 – 2.0	2.3 – 3.3	0.6	4.0 – 5.2
Paloma	-	-	1.5 – 3.6	2.1 – 3.5
Avestruz	-	-	0.9 – 1.4	4.0 – 5.4

Fuente: Kaneko (1997); Pulido (2010).

Tabla 9: Perfil serológico de pollos de engorde a los 63 días de edad.

Metabolito	valor
Glucosa mg/dL	205.17
Proteínas totales g/dL	3.34
Albumina g/dL	1.45
Colesterol mg/dL	117.46
Triglicéridos mg/dL	57.79
Ácido úrico mg/dL	6.69

Fuente: Kuttappan, 2013

Tabla 10: Valores de la media de los diferentes parametros bioquímicos de aves (pavos) de Turquía.

Proteínas g/dL	Albuminas g/dL	Globulinas g/dL	Glucosa mg/dL	Triglicéridos mg/dL	Colesterol mg/dL
3.32	2,73	1.23	168.60	75.12	176.25
± 0.422	± 0.01	± 0.06	± 2.32	± 1.75	± 1.19

Fuente: Sonawane, 2016

Tabla 11: Perfil bioquímico de pollos nativos de Arabia Saudita con diferentes edades y sexos.

Parámetro	Machos		Hembras	
	Joven	Adulto	Joven	Adulto
Glucosa mg/dL	490 ± 35	542 ± 25	502 ± 25	513 ± 19
Proteínas totales g/dL	3.4 ± 0.8	3.8 ± 0.9	3.6 ± 1.0	3.3 ± 0.5
Albumina g/dL	1.6 ± 0.3	1.9 ± 0.5	1.8 ± 0.3	1.7 ± 0.4
Globulinas g/dL	1.9 ± 0.7	1.9 ± 0.4	1.8 ± 0.9	1.6 ± 0.4
Triglicéridos mg/dL	60.5 ± 16	74.1 ± 14	55.18 ± 22	68.3 ± 20
Colesterol mg/dL	75.5 ± 26	82.8 ± 35	63.4 ± 15	71.8 ± 16
Acidos úricos mg/dL	5.2 ± 1.9	5.1 ± 2.3	3.67 ± 1.0	4.83 ± 1.3

Fuente: Albokhadaim, 2012

Tabla 12: Principales valores obtenidos en plasma sanguíneo de pollos Broilers de 21, 35 y 42 días de edad.

Componente	21 días	35 días	42 días
Acido úrico mg/dL	9.2 ± 2.13	5.3 ± 1.14	4.59 ± 1.01
Trigliceridos mg/dL	130.8 ± 28.08	97.11 ± 25.16	132.52 ± 33.94
Colesterol mg/dL	140.16 ± 20.34	128.9 ± 16.59	129.42 ± 20.36
Proteína total g/dL	2.96 ± 0.37	3.19 ± 0.44	3.23 ± 0.23
Albumina g/dL	1.72 ± 0.29	1.75 ± 0.33	1.79 ± 0.21

Fuente: Silva, 2007.

Tabla 13: Índices bioquímicos de pollos de engorde (Ross380).

Índices	14 días	21 días	42 días
Proteínas totales g/dL	3.3	3.88	4.78
Albumina g/dL	1.17	1.31	1.71
Ácido úrico mg/dL	9.2	6.2	8.4
Triglicéridos mg/dL	33.5	19.5	20.75
Colesterol mg/dL	159.8	171.8	143.2

Fuente: Piotrowska (2011)

Tabla 14: Proteínas de suero sanguíneo en pollos Cobb 500 evaluando la presencia de línea blanca en la carne.

Parámetro	g/dL
Proteínas totales	3.04
Albuminas	1.58
Globulinas	1.46

Fuente: Bogusławska & Piotrowska (2012)

Tabla 15: Niveles séricos de pollos de engorde donde no se encontraron diferencias relacionadas a la edad.

Parámetros	Glucosa mg/dL	Colesterol mg/dL	Triglicéridos mg/dL	Proteínas g/dL
80 Broilers Arbor Acres	158	99	26	4.4

Fuente: Arzour-Lakeha (2015)

Tabla 16: Indicadores bioquímicos de pollos de engorde sometidos a estrés por captura y enjaule para evaluar el efecto de la hepatoprotectores adicionados en la ración.

Variable	Con estrés	Sin estrés
Glucosa mg/dL	204 ± 44	212 ± 36
Triglicéridos mg/dL	54 ± 24	54 ± 28
Proteínas g/dL	4.33 ± 0.77	3.86 ± 0.45
Albúminas g/dL	1.71 ± 0.21	1.63 ± 0.16

Fuente: Sandoval y Esquivel (1999).

Tabla 17: Niveles de proteínas en pollitas por efecto del virus de la enfermedad de Marek.

Parámetro	Resistentes	Susceptibles
Proteínas totales g/dL	4.3	3.1
Prealbúminas g/dL	0.10	0.15
Albúminas g/dL	2.16	1.32
Globulinas g/dL	2.04	1.63

Fuente: Mayer y Gomez (1977).

Tabla 18: Perfil bioquímico sanguíneo de pollos Cobb 500 a los 38 y 42 días.

Edad (días)	Glucosa (mg/dL)	Colesterol (mg/dL)	Triglicéridos (mg/dL)	BUN (mg/dL)
38	301.0	249.1	49.0	9.1
42	304.2	158.1	38.4	9.5

Fuente: Apraéz (2015).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Ubicación

3.1.1. Primera etapa del proyecto

El trabajo de investigación se inició con la selección de pollos para la toma de muestras en la granja avícola “JAYLLIHUAYA” ubicada en la comunidad de Jayllihuaya de la ciudad de Puno de la provincia de Puno de la Región Puno, está ubicada entre las coordenadas geográficas 15°52'14.259" Latitud Sur 69°59'20.627"longitud Oeste a una altitud de 3824 m.s.n.m. (GoogleMaps, 2015).

El clima de Puno al ubicarse a orillas del lago es temperado. Las precipitaciones pluviales son anuales y duran generalmente entre los meses de diciembre a abril, generalmente las precipitaciones son menores a 700 mm. La temperatura es muy digna, con marcadas diferencias entre los meses de junio y noviembre y con oscilaciones entre una temperatura promedio máxima de 21 °C y una mínima de -22 °C (SENAMHI, 2015).

3.1.2. Segunda etapa del proyecto

Esta etapa consistió en la toma de muestras y el análisis bioquímico de las muestras sanguíneas el cual se realizó, en el laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Del Altiplano, ubicada también en la ciudad de Puno entre las siguientes coordenadas geográficas 15°49'20.286" Latitud Sur y 70°1'7.446"longitud Oeste (GoogleMaps, 2015).

3.2. Material experimental

3.2.1. Animales

Para la ejecución del proyecto se utilizaron 80 animales aparentemente sanos.

Tabla 19. Distribución de las muestras según línea, edad y sexo.

Línea	3 semanas		8 semanas		Total
	Machos	Hembras	Machos	Hembras	
Pollos criollos	10	10	10	10	40
Pavipollos	10	10	10	10	40
TOTAL	20	20	20	20	80

Donde los pollos criollos son aves que tienen gran vistosidad por las características fenotípicas como: variedad de colores, tonalidades de plumaje, formas de cresta, formas de plumaje, tipos de plumaje, etc. Son de doble propósito ya que tiene una buena producción de huevos, y conformación cárnica. Son aves bastante rústicas pues se adaptan a varios tipos de climas y ambientes ecológicos (ISAMISA, 2017). Mientras que los pavipollos son los pollos criollos que fueron cruzados con líneas de pollos de engorde con la finalidad de obtener una mayor conformación cárnica y un rápido crecimiento.

3.2.2. Materiales y equipos

- De campo:
 - Cuaderno y ficha para el registro de la toma de muestras.
 - Cámara fotográfica.
- Para la obtención de muestras:
 - Torundas de algodón

- Alcohol yodado
- Tubos Vacutainer de 5 mL.
- Para la obtención de suero:
 - Centrífuga
 - Viales de plástico de 1.5 mL.
 - Pipetas Pasteur
 - Gradillas
 - Cronómetro
- Para el análisis de laboratorio:
 - Espectrofotómetro
 - Tubos de prueba de 10 mL.
 - Pipetas graduadas
 - Micropipetas automáticas
 - Baño María
 - Gradillas
 - Materiales de vidrio de uso diverso
- Reactivos:
 - Reactivos para el análisis de proteínas totales.
 - Reactivos para el análisis de albumina.
 - Reactivos para el análisis enzimático de colesterol.
 - Reactivos para el análisis de triglicéridos.
 - Reactivos para el análisis de glucosa.
 - Reactivos para el análisis de urea.

3.3. Metodología

3.3.1. Selección de animales

La selección de animales se realizó de forma aleatoria (se separó los animales defectuosos una semana antes), las que fueron distribuidas en 4 grupos experimentales para cada tipo de pollos, fueron 8 grupos en total: 40 pollos de 3 semanas que fueron 20 pollos criollos y 20 pavipollos y 40 pollos de 56 días de edad que fueron también 20 pollos

criollos y 20 pavipollos, los que fueron separados entre machos y hembras en porcentajes iguales, fueron animales aparentemente sanos, alimentados a base de alimento balanceado para aves de elaboración propia con 21% proteína y 3.000 kcal.

3.3.2. Recolección obtención y conservación de muestras sanguíneas

La toma de muestras se realizó en ayunas por la mañana, se seleccionaran pollos de 3 semanas de edad, y también pollos de 56 días de edad a los que se les realizara una punción venosa. La sangre fue recibida en tubos vacutainer previamente rotulados. La temperatura ideal para la formación de la coagulación es de 26 a 37 °C. En esta temperatura la separación del suero fue completada entre 12 a 18 horas. En temperaturas más frescas, el proceso de coagulación es más lento y la extracción del suero es reducida. Si las muestras de sangre son expuestas a altas temperaturas por largos períodos de tiempo pueden ser dañadas y están sujetas a una mayor contaminación bacteriana (Grieve, 2013). Los pollos fueron llevados vivos a la UNAP al laboratorio de Bioquímica de la facultad de MVZ, el tiempo de transporte y manipulación de las aves duro 30 minutos de la granja al laboratorio, se solicitó el apoyo de dos ayudantes debidamente calificados, con conocimientos previos en el uso de los reactivos y materiales del laboratorio para realizar la sujeción de las aves para la toma de muestras.

Las muestras sanguíneas obtenidas fueron centrifugadas a 3000 rpm durante 10 minutos, con la finalidad de obtener el suero sanguíneo,

este suero obtenido se almaceno en viales previamente rotulados con los datos del animal y luego se realizó el congelado de los viales a -20°C hasta el momento de su uso en el laboratorio.

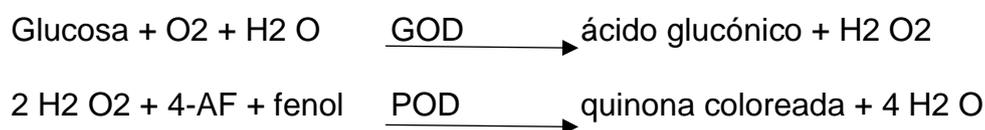
3.3.3. Análisis bioquímico de las muestras de suero sanguíneo

3.3.3.1. Determinación de Glucosa

A. Fundamento:

La glucosa es determinada después de su oxidación enzimática en presencia de una enzima glucosa oxidasa (GOD). El peróxido de hidrógeno formado, reacciona bajo la acción catalítica de la enzima peroxidasa (POD), con fenol y 4-aminofenazona hacia una quinoneimina rojo-violáceo como indicador (Wiener, 2000).

El esquema de la reacción es el siguiente:



B. Procedimiento:

Se prepararon tubos estándar con 10 µL y posteriormente se tomó 10 µL del suero sanguíneo de todas las muestras, a todos los tubos se les agrego 1 ml de reactivo enzimático de glucosa.

1. Se mezcló suavemente para homogenizar el contenido.
2. Se incubo por 10 minutos a 37°C en baño maría.
3. Se realizó la lectura en el espectrofotómetro a una λ de 510 nm contra el blanco.

C. Resultados:

$$[\text{glucosa}] = Fc \times A_m \quad \text{Y} \quad Fc = \frac{[st]}{A_{st}}$$

Donde: Los resultados se expresaron en mg/dL.

- [st] = concentración del estándar (100mg/dL).
- A_m = absorbancia de la muestra.
- A_{st} = absorbancia del estándar.

3.3.3.2. Determinación de proteínas totales**A. Fundamento:**

Las proteínas en suero forman un complejo azul (púrpura) cuando reaccionan con el cobre en solución alcalina. La intensidad de color es proporcional a la concentración de proteínas presente (Wiener, 2000).

Proteína + Cu⁺⁺ $\xrightarrow{\text{pH alcalino}}$ complejo coloreado (color púrpura).

B. Procedimiento:

1. Se preparó un tubo con solución estándar, y los demás tubos con suero sanguíneo de las muestras todos con 10 μ L, se le agregó a cada tubo 1mL de reactivo de Biuret.
2. Se mezcló bien y luego se puso en incubación por 5 minutos a 37°C.

3. Se hizo la lectura en el espectrofotómetro a 540 nm de λ , el color que mostro fue proporcional a la concentración de proteínas.

C. Resultados:

$$[Proteínas\ totales] = \frac{[st]}{A_{st}} \times A_m$$

Donde: Los resultados se expresaron en g/dL

- [st] = concentración del estándar (4.8 g/dL).
- A_m = absorbancia de la muestra.
- A_{st} = absorbancia del estándar.

3.3.3.3. Determinación de albumina

A. Fundamento:

La albumina se une con el colorante verde de bromocresol (BCG), presente en el reactivo albúmina. Para producir un aumento color verde-azul medido 630nm. El aumento de color es proporcional a la concentración de albúmina presente (Wiener, 2000).

B. Procedimiento:

1. Se preparó un tubo con solución estándar, y los demás tubos con suero sanguíneo de las muestras todos con 10 μ L, se le agrego a cada tubo 1mL de reactivo de albumina.
2. Se mezcló bien y luego se puso a temperatura ambiente.

3. Se hizo la lectura en el espectrofotómetro a 630 nm de λ , el color que mostro fue proporcional a la concentración de proteínas.

C. Resultados:

$$[Albumina] = \frac{[st]}{A_{st}} \times A_m$$

Donde: los resultados se expresaron en g/dL

1. [st] = concentración del estándar (3.2 g/dL).
2. A_m = absorbancia de la muestra.
3. A_{st} = absorbancia del estándar.

3.3.3.4. Determinación de globulina

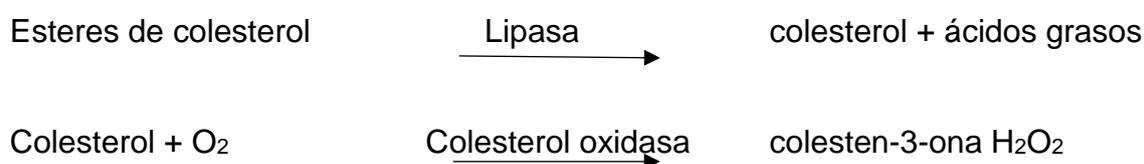
La concentración de globulinas se obtiene deduciendo el valor de la concentración de albúminas del de proteínas.

$$[Globulinas] = [Proteínas\ totales] - [Albúminas]$$

3.3.3.5. Determinación de colesterol

A. Fundamento:

El colesterol en el suero o líquidos biológicos (orina, LCR, fluidos, etc.) se determina según el siguiente esquema de reacción acoplada:





La intensidad del cromógeno producido es proporcional a la cantidad de colesterol en la muestra (Wiener, 2000).

B. Procedimiento:

1. Se preparó un tubo con solución estándar, y los demás tubos con suero sanguíneo de las muestras todos con 10 μ L, se le agrego a cada tubo 1mL de reactivo de trabajo.
2. Se mezcló bien y luego se puso a baño maría a 37°C durante 15 minutos.
3. Se hizo la lectura en el espectrofotómetro a 505 nm de λ .

C. Resultados:

$$[\text{Colesterol}] = \frac{[st]}{A_{st}} \times A_m$$

Donde: los resultados se expresaron en mg/dL

- [st] = concentración del estándar (200 mg/dL).
- A_m = absorbancia de la muestra.
- A_{st} = absorbancia del estándar.

3.3.3.1. Determinación de triglicéridos

A. Fundamento:

Los triacilgliceroles presentes en la muestra por la acción de la enzima lipasa, liberan glicerol y ácidos grasos:



El glicerol liberado por esta reacción es determinada por las siguientes reacciones enzimáticas acopladas:



El color es directamente proporcional a la cantidad de triacilgliceroles presentes en la muestra (Wiener, 2000).

B. Procedimiento:

1. Se preparó un tubo con solución estándar, y los demás tubos con suero sanguíneo de las muestras todos con 20 μL , se le agrego a cada tubo 1mL de reactivo enzimático en Buffer PIPES. Y se mezcló suavemente.
2. Se dejó a temperatura ambiente por 10 minutos.
3. Se hizo la lectura en el espectrofotómetro a 505 nm de λ , el color que mostro fue proporcional a la concentración de triglicéridos.

C. Resultados:

$$[TG] = \frac{[st]}{A_{st}} \times A_m$$

Donde: los resultados se expresaron en mg/dL

- [st] = concentración del estándar (200 mg/dL).
- A_m = absorbancia de la muestra.
- A_{st} = absorbancia del estándar.

3.3.3.2. Determinación de ácido úrico.

A. Fundamento:

El ácido úrico presente en la muestra es oxidado enzimáticamente por acción de la uricasa (UOD) y transformado en alantoina y peróxido de hidrogeno. El peróxido de hidrogeno formado reacciona con el ácido 3,5-dicloro-2 hidroxibencenosulfórico y la 4-aminofenazona, en presencia de (POD), para formar un complejo de quinoneimina de color rojo. La intensidad de color medida fotocolorimetricamente a 520 nm permite cuantificar el ácido úrico presente en las muestras (Wiener, 2000).

B. Procedimiento:

1. Se preparó un tubo con solución estándar, y tubos con suero sanguíneo de las muestras todos con 25 μ L, se le agrego a cada tubo 1mL de reactivo de trabajo.
2. Se mezcló bien.
3. Se hizo la lectura en el espectrofotómetro a 520 nm de λ , el color que mostro fue proporcional a la concentración de proteínas.

C. Resultados:

$$[\text{Acido úrico}] = \frac{[st]}{A_{st}} \times A_m$$

Donde: los resultados se expresaron en g/dL

- [st] = concentración del estándar (10 mg/dL).
- A_m = absorbancia de la muestra.
- A_{st} = absorbancia del estándar.

3.4. Análisis estadístico

3.4.1. Diseño estadístico

El estudio fue conducido en un diseño de bloques al azar (DBA) cuyo modelo aditivo lineal es el siguiente.

$$Y_{ijk} = \mu + B_i + S_j + E_k + \varepsilon_{ijk}$$

Donde:

- μ = Media general.
- B_i = Bloque (línea de ave) ($i = 1,2$).
- S_j = Efecto del sexo ($j = 1,2$).
- E_k = Efecto de la edad ($k = 1,2$).
- ε_{ijk} = Error experimental.

Los datos fueron analizados en el programa estadístico IBM SPSS Statistics 24.0

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Glucosa

4.1.1. Niveles de glucosa según línea:

La siguiente tabla muestra los niveles de glucosa en el suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos criados en altura.

Tabla 20: Niveles de glucosa (mg/dL) según el línea.

LINEA	n	PROMEDIO ± E.E.	C.V.
PAVIPOLLOS	40	245.59 ± 7.83 ^a	20.2%
POLLOS CRIOLLOS	40	271.89 ± 9.12 ^b	21.2%

El nivel de glucosa en pavipollos fue de 245.59 ± 7.83 mg/dL y en pollos criollos fue mayor 271.89 ± 9.12 mg/dL. Existe una diferencia altamente significativa ($P \leq 0.01$). Aunque no hay estudios que reporten diferencias entre líneas de aves, existen variaciones relacionadas con el estado fisiológico, tanto el ayuno como el ejercicio incrementan la degradación de glucógeno (Boettcher, 2004). Condiciones de estrés propios del manejo y manipulación incrementan en 10% los niveles de glucosa (Hazelwood, 2000). Los niveles de glucosa menores en pavipollos se deberían a que estos presentan una conducta más tranquila en comparación a los pollos criollos al momento del manejo.

Todos los valores obtenidos de glucosa en el plasma sanguíneo en el presente estudio están dentro de los intervalos obtenidos por otros investigadores, puesto que Diaz (2014) considera fisiológicamente normal rangos de 199.8 a 399.6 mg/dL. Larbier y Leclercq citados por Miranda (2007) indicaron que las aves jóvenes pueden tener

concentraciones máximas de 225 mg/dL. Observaciones similares son aportadas por Kaneko (1997), quien sugiere en pollos jóvenes un rango de 200 a 250 mg de glucosa/dL como normales. También en pollos de engorde de 200 a 500 mg/dL fueron informados por parte de Campbell (2012) niveles de glucosa sanguínea entre 200 a 500mg/dL de acuerdo a su ritmo circadiano, por ejemplo se han reportado niveles de 800mg/dL en colibrís según Pulido (2010). Los rangos de referencia de concentración de glucosa para las aves fluctúan entre los 165 a 450 mg/dL reportados por Lumeij (1997). y una gallina puede tener de 130 a 270mg/dL afirma Swenson (1996). En consideración a estos rangos sugeridos, todos los pollos evaluados, presentaron concentraciones de glucosa sanguínea considerados normales.

Sandoval y Esquivel (1999) en un experimento para evaluar el efecto de la hepatoprotección para reducir el efecto del estrés sobre los niveles de glucosa obtuvo los valores de 204 y 212 mg/dL en pollos con estrés y sin estrés respectivamente, no encontrando diferencia estadísticas entre ambos grupos. Miranda (2007) afirma que los valores circulantes de glucosa en el plasma sanguíneo de los pollos de engorde se encuentran en el rango de 152 a 182 mg/dL. Arzour-Lakeha (2015) reportó una concentración de 158 mg/dL en 80 pollos Broilers Arbor Acres. Sonawane (2016) obtuvo la concentración de glucosa en suero de pavos en diferentes grupos de edad, un rango de 159,30 a 176,57 mg/dL. Holguín (2004) reportó una media de 181.30 mg/dL en pollos de engorde. Kuttappan (2013) en Arkansas obtuvo la concentración de glucosa plasmática de 205.17 mg/dL en

pollos de 63 días de edad. Boettcher (2004) reportó 133.56 mg/dL en cisnes de cuello negro en Chile. Niveles bajos comparados a otros estudios y también al presente estudio.

Díaz (2014) determinó la concentración de Glucosa plasmática en dos estirpes de pollos (Cobb 500 y Ross 380) de engorde a los 42 días de edad. Obteniendo 285.12 ± 16.02 mg/dL y 297.18 ± 27.54 mg/dL de glucosa plasmática respectivamente, estos datos se aproximan a los hallados en la presente investigación tanto para pavipollos 245.59 mg/dL como para los pollos criollos $271.89 \pm$ mg/dL. Sin embargo no encontró diferencias estadísticas entre ambas líneas de pollos, aparentemente la altura no influye en las concentraciones de glucosa.

4.1.2. Niveles de glucosa según el sexo.

Los niveles de glucosa en pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 21: Niveles de glucosa (mg/dL) según el sexo.

SEXO	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
MACHOS	40	247.86 ± 7.29^a	18.6%
HEMBRAS	40	269.62 ± 9.69^b	22.7%

Los niveles de glucosa en machos 247.86 ± 7.29 mg/dL es menor que en las hembras 269.62 ± 9.69 mg/dL, al análisis estadístico esta diferencia es significativa ($P \leq 0.05$). Mayer y Fernández (1980) reportó en pollos Nichols Machos 204 mg/dL y en gallinas ponedoras 249 mg/dL. Obteniendo una diferencia estadística ($P \leq 0.05$), además

afirmo que hembras sexualmente maduras tienden a tener concentraciones de glucosa mayores que en los machos.

Los hallazgos del presente estudio también fueron similares a otros resultados reportados por Pulido (2010) que compararon los niveles de glucosa en suero sanguíneo del faisán macho que fue 218,52 mg/dL, con los niveles de hembras que fue 266,4 mg/dL. Encontrando también una diferencia estadística entre los sexos, y mayores niveles de glucosa en hembras. Los niveles mayores en hembras en este estudio pueden deberse al efecto de la manipulación física, previo a la toma de muestras, la cual aumenta el estrés en los pollos, lo que desencadena el metabolismo de las reservas de glucógeno hepático y provoca una hiperglucemia transitoria (Osorio, 2016). Puesto que algunos estudios evaluando la respuesta al estrés de pollos afirman que las hembras son más susceptibles al estrés que los machos (López, 2013).

Albokhadaim (2012) manifestó que los niveles de glucosa en las hembras fueron 409 mg/dL siendo casi inferiores a los de pollos machos 414 mg/dL. Donde no encontró diferencias estadísticas entre sexos. En otro estudio realizado por Osorio (2016) en la localidad de Manizales, Colombia a 2153 msnm. Con relación a los niveles de glucosa en el suero sanguíneo se utilizaron ochenta pollos de engorde de ambos sexos (línea Cobb 500 de cuatro semanas de edad), los machos reportaron valores de $415,45 \pm 40,52$ mg/dL; las hembras reportaron valores de $350,72 \pm 68,37$ mg/dL. Aunque también fueron estadísticamente diferentes, estos valores son ligeramente mayores

al promedio obtenido en el presente estudio (258.74 mg/dL), también difieren de los niveles hallados en el presente estudio donde los niveles de glucosa plasmática de los machos son menores en relación al de las hembras.

Valores inferiores fueron reportados por Boettcher (2004) en cisnes de cuello negro en Chile siendo los niveles de glucosa de 140.04 mg/dL en machos y 125.28 mg/dL en hembras, no habiendo diferencia estadística entre sexos, y los niveles en machos son mayores, no coincidiendo con los niveles obtenidos en el presente estudio.

4.1.3. Niveles de glucosa según la edad.

Los niveles obtenidos de glucosa según la edad en pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 22: Niveles de glucosa (mg/dL) según la edad.

EDAD	n	PROMEDIO ± E.E.	C.V.
3 SEMANAS	40	223.76 ± 5.64 ^a	16.0%
8 SEMANAS	40	293.73 ± 7.66 ^b	16.5%

Los niveles de glucosa de pollos de 3 semanas 223.76 ± 5.64 mg/dL fueron menores en comparación a los pollos de 8 semanas 293.73 ± 7.66 mg/dL, al análisis estadístico existe una diferencia altamente significativa ($P \leq 0.01$). Mayer y Fernandez (1980) obtuvo en pollos de 15 días de edad 235 mg/dL y en pollos de 50, 70 y 80 días una media de 271.5 mg/dL, siendo estadísticamente diferente a los 15 días y a

las demás edades. Al igual que en presente estudio los niveles de glucosa son más bajos en pollos de menor edad.

Apraéz (2015) evaluó los niveles de glucosa sanguíneos durante la etapa de finalización de pollos de engorde a 256 msnm. En dos edades diferentes 38 y 42 días, reportando 301 y 304 mg/dL de glucosa plasmática. Al igual que en el presente estudio se observa un incremento de niveles de glucosa con respecto a la edad. Sin embargo no hubo una diferencia estadística entre las dos edades.

Sonawane (2016) observó en pavos que los valores de glucosa en suero sanguíneo no presentan una tendencia específica con el aumento de la edad de 14-16 semanas con un valor medio de 174.2 ± 6.78 mg/dL, que están estrechamente de acuerdo con Priya y Gomathy (2008) citados por Sonawane, quienes informaron que los valores de glucosa plasmática aumentaron gradualmente hasta la edad 12-18 semanas con el valor de 178.55 ± 2.30 . El valor medio global observado por Sonawane (2016) de glucosa plasmática fue de 168.60 ± 2.32 mg/dL en pavos de diferentes semanas de edad; Boettcher (2004) reportó valores inferiores en cisnes de cuello negro en Chile en el que obtuvo en jóvenes 137.7 mg/dL y en adultos 131 mg/dL, determinando que no hay diferencias estadísticas.

Albokhadaim (2012) manifestó que la glucosa de pollitos jóvenes es principalmente menor que la de pollos maduros coincidiendo con los datos obtenidos en el presente estudio. Los resultados obtenidos en Arabia Saudita indicaron que el valor de glucosa en suero de machos

jóvenes fue de 490 ± 35 mg/dL y adultos fue de $542,8 \pm 25$ mg/dL eran similares ($P > 0.05$) a los de las hembras jóvenes que fueron de 502 ± 25 mg/dL y en adultos de $513,5 \pm 19$ mg/dL, Sin embargo, estos valores de glucosa en estos pollos fueron más altos que los valores de referencia registrados en el presente estudio. Moreira, 2010 afirma que niveles superiores a 500mg/dL es característica propia de hiperglicemia en aves y ocurre en diabetes mellitus asociada a la presencia de tumores pancreáticos y pancreatitis, liberación de catecolaminas y exceso de glucocorticoides por estrés o administración de glucocorticoides.

4.2. Proteínas Totales

4.2.1. Niveles de proteínas totales según línea.

Los niveles de proteínas totales en el suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 23: niveles de proteínas totales (g/dL) según línea.

LINEA	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
PAVIPOLLOS	40	2.85 ± 0.05^a	12.4%
POLLOS CRIOLLOS	40	2.71 ± 0.04^b	10.3%

El nivel de proteína total en pavipollos fue de 2.85 ± 0.05 g/dL, valor mayor al de los pollos criollos 2.71 ± 0.04 g/dL. Esta diferencia es estadísticamente significativa ($P \leq 0.05$). Factores como la dieta, el estrés y enfermedades tienen un efecto sobre las proteínas plasmáticas (Moreira, 2010), por lo tanto se debe considerar el estado

fisiológico de cada línea al momento del muestreo, puesto que niveles de estrés disminuyen las concentraciones de proteínas (Boettcher, 2004). Como se sabe durante la respuesta al estrés producido por la adaptación, algunas actividades fisiológicas como el crecimiento, reproducción y digestión pueden cancelarse total o parcialmente (Ángulo, 2004). La insuficiencia hepática causa disminución de los valores de proteínas totales, disturbios gastrointestinales y renales, además de las deficiencias nutricionales que pueden llevar a una hipoproteïnemia (Moreira, 2010). Aunque los pollos utilizados estaban aparentemente sanos no se pueden descartar estas causas.

Valores de proteínas totales en gallinas en postura fueron de 5.4 g/dL y en flamencos de 3.6 g/dL reportados por Swenson (1996). Diaz (2014) obtuvo niveles de proteínas plasmáticas de 3.21 y 3.27 g/dL en dos estirpes de pollos de engorde (Cobb 500 y Ross 380) en el Piamonte amazónico colombiano. Pulido (2010) reporto en flamencos 5.6 g/dL de proteína plasmática. Miranda (2007) estimo como rango normal 3.01 a 5.05 mg/dL, Boettcher (2004) en cisnes reporto una media de 5.23 g/dL. Sonawane (2016) obtuvo en pavos un promedio de proteínas totales de $3,32 \pm 0,42$ g/dL. Se obtuvo valores extremos de proteína plasmática de 3.6 a 10.4 g/dL en loros (A. amazónica) en cautiverio reportados por Franco (2009). Kaneko (1997) reporto valores extremos en distintas especies de aves como fueron gallinas 4 a 5.2 g/dL, y avestruz 4 a 5.4 g/dL. Y en la codorniz pintada fue de 3.5 a 4.4 g/dL y codorniz común fue de 3.4 a 3.6 g/dL datos publicados por Albokhadaim, (2012). Arzour-Lakeha (2015) obtuvo 4.4 g/dL en

pollos de engorde Broiler. Todos estos niveles de proteínas totales son desde ligeramente superiores hasta muy altos, con respecto al estudio realizado.

Los niveles séricos de proteínas totales de los pollos utilizados en el presente estudio fueron inferiores al rango normal del pavo doméstico 4.9 a 7.6 g/dL reportados por Ritchie (1994) citado por Albokhadaim (2012). Así mismo, Sandoval y Esquivel (1999) reportó niveles de proteínas totales de 4.33 y 3.86 g/dL en pollos de engorde sometidos al estrés y sin estrés respectivamente, encontrando diferencia estadística entre ambos grupos. Mayer & Gomez (1977) evaluó la resistencia al virus de la enfermedad de Marek obteniendo niveles de proteínas totales de 4.3 g/dL en pollitas que no murieron y 3.1 g/dL en las pollitas susceptibles demostrando que la disminución se debía a hepatopatías, alteraciones propias de la enfermedad.

Otros estudios reportaron niveles más cercanos a los del presente estudio, Bogusławska & Piotrowska (2012) reportaron un promedio de 3 g/dL en 28 pollos Cobb500 estudio el promedio general de proteínas totales obtenido en el presente estudio fue 2.78 g/dL, Aunque se encuentran dentro de los rangos de las palomas 2.1 a 3.5 g/dL reportados por Kaneko (1997). Y Moreira (2010) que afirma que las concentraciones de proteínas totales de las aves varían de 2.5 a 4.5 g/dL. Teniendo en cuenta estos valores, los niveles obtenidos en el presente estudio están dentro de los rangos normales de las aves. Aunque Holguín (2004) en pollos de engorde obtuvo una media de 2.59 g/dL, un valor inferior al obtenido en el presente estudio tanto

para pavipollos como para pollos criollos. Los niveles bajos de proteínas frecuentemente se deben a la mala nutrición, pero también a infecciones agudas y hemorragias (Boettcher, 2004), en el caso del presente estudio los bajos niveles de proteínas totales se deberían a que los pollos criados en altura no consumen la misma cantidad de alimento que pollos a nivel del mar.

Los resultados obtenidos en esta investigación permiten identificar una manifestación de respuesta probablemente encaminada a una adaptación de las dos líneas de pollos frente a las condiciones ambientales propias de la altura. Puesto que no presentaron edema aviar (mal de altura), a pesar que la hipoproteinemia sería una de las causas que predisponen la aparición de ascitis (Henandez, 1990).

4.2.2. Niveles de proteínas totales según el sexo.

Los niveles de proteínas en el suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos de machos y hembras criados en altura es muestran en la siguiente tabla.

Tabla 24: Niveles de proteínas totales (g/dL) según el sexo.

SEXO	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
MACHOS	40	2.81 \pm 0.05 ^a	12.3%
HEMBRAS	40	2.74 \pm 0.05 ^a	10.9%

Los pollos machos presentaron una media superior con respecto al de las hembras de 2.81 \pm 0.05 g/dL y de 2.74 \pm 0.05 g/dL respectivamente, no encontrándose diferencia estadística entre

ambos sexos. Albokhadaim (2012) indica que los valores de proteínas totales de 3.4 ± 0.8 y 3.8 ± 0.9 g/dL, en machos jóvenes y adultos respectivamente. No fueron significativamente diferentes ($P > 0.05$) respecto a las hembras jóvenes y adultas, respectivamente 3.6 ± 1 y 3.3 ± 0.5 g/dL. Asemejándose al análisis estadístico del presente estudio donde tampoco hay diferencia significativa entre machos y hembras.

Ritchie (1994) citado por Albokhadaim (2012) reporto niveles de proteínas totales en el faisán macho de 5.65 g/dL, y la hembra de 6.06 mg/dL. Topazio y col (2014) reporto en gallinas ponedoras 4.77 g/dL. Antes de la postura las hembras pueden presentar una disminución de los niveles de proteínas totales inducida por los estrógenos que circulan en la sangre (Campbell, 2012) (Lumeij, 1997). Boettcher (2004) reporto niveles de 5.18 y 5.46 g/dL en machos y hembras respectivamente en cisnes de cuello negro en Chile. Los niveles de proteínas totales en el presente estudio son inferiores a los publicados por otros investigadores.

4.2.3. Niveles de proteínas totales según la edad

Los niveles de proteínas totales en el suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos según la edad se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 25: Niveles de proteínas totales (g/dL) según la edad

EDAD	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
3 SEMANAS	40	2.86 ± 0.05^a	11.9%
8 SEMANAS	40	2.69 ± 0.04^b	10.4%

Los niveles de proteínas totales disminuyeron desde las 3 semanas de 2.86 ± 0.05 a 2.69 ± 0.04 g/dL a las 8 semanas de edad, mostrando una tendencia decreciente. Al análisis estadístico se encontró una diferencia significativa ($P \leq 0.05$). Los principales factores que afectan las concentraciones de las proteínas totales en las aves son: la edad, estacionalidad, condiciones de manejo y enfermedades (Lumeij, 1997).

Sonawane (2016) obtuvo rangos en grupos de pavos de diferentes edades que osciló entre $2,95 \pm 0,45$ a $4,17 \pm 0,58$ g/dL. Kuttappan (2013) reportó 3.34 g/dL en pollos de engorde de 63 días, Silva (2007) obtuvo en pollos Broilers de 35 días 3.19g/dL en suero sanguíneo, Miranda (2007) estimó la media referencial para el contenido de proteína plasmática total en pollos de engorde con 21 días de edad que fue de 4.03 g/dL, todos son niveles altos de proteínas totales en comparación a los valores obtenidos en el presente estudio. Sin embargo, Silva (2007) reportó valores de 2.96 y 3.23 g/dL a los 21 y 42 días de edad, Boettcher (2004) reportó en cisnes jóvenes 5.08 y 5.34 g/dL en adultos no encontrando diferencia estadística entre edades, todos estos valores son mayores y aumentan con respecto a la edad, en el presente trabajo se observó que los niveles de proteínas totales disminuyeron con respecto a la edad.

Priya y Gomathy (2008) citados por Sonawane observaron que el valor promedio de proteína total fue en aumento con la edad hasta un valor medio de 3.16 g/dL en el grupo de edades de 12-18 semanas de pavos y se redujo ligeramente hasta 3,08 g/dL, a las 18-26 semanas.

En el presente estudio los niveles de proteínas descendieron a las 8 semanas. En un trabajo realizado en Polonia por Piotrowska (2011) utilizó pollos de engorde (Ross 380) de 3 edades (14, 21 y 42 días) obteniendo los siguientes niveles de proteínas totales 3.3, 3.88 y 4.78 g/dL, siendo valores mayores a los encontrados en el presente estudio y también se obtuvo una diferencia estadística con respecto al factor edad ($P < 0.05$). Sin embargo la tendencia es el incremento de la concentración de la proteína plasmática y en el presente estudio los niveles de proteínas disminuyeron conforme aumenta la edad. Esta disminución sería un factor fisiológico de adaptación a la altura puesto que ninguno de los pollos mostró síntomas de mal de altura.

4.3. Albúminas

4.3.1. Niveles de albúmina según línea.

Los niveles de albúmina en suero plasmático de pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 26: Niveles de albúmina (g/dL) según línea

LINEA	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
PAVIPOLLOS	40	1.41 \pm 0.03 ^a	14.0%
POLLOS CRIOLLOS	40	1.36 \pm 0.03 ^a	13.3%

Los niveles de albúmina de pavipollos fue de 1.41 \pm 0.03 g/dL y de pollos criollos 1.36 \pm 0.03 g/dL, no presentaron diferencia estadística ($p > 0.05$).

Bogusławska y Piotrowska (2012) en un trabajo realizado en polonia utilizando 28 pollos Cobb 500 a 173 msnm. Obtuvieron una media de 1.58 g/dL de albúmina en el suero sanguíneo. Diaz (2014) los niveles séricos de albúmina en dos líneas de pollos (Cobb 500 y Ross 380) de engorde en el Piamonte amazónico colombiano fueron de 1.51 y 1.53 g/dL. Mitruka citado por Miranda (2007) quien indica un valor promedio de albúmina plasmática de 2,81 g/dL. Kaneko (1997) reporto en flamencos 2.5 g/dL de albumina en el suero sanguíneo, valores muy por encima de promedio del presente estudio. Holguín (2004) en pollos de engorde obtuvo una media de 1.96 mg/dL de albúmina plasmática. Kuttappan (2013) en un estudio realizado en Arkansas en pollos de engorde reporto 1.45 g/dL de albumina sérica, Silva (2007) obtuvo en pollos Broilers 1.75 g/dL, Piotrowska (2011) reporto en pollos Ross 380 niveles de albumina de 1.71 g/dL. Sandoval y Esquivel (1999) realizo un estudio en dos grupos de pollos de engorde uno sometido a estrés y otro sin estrés obteniendo niveles de 1.71 y 1.63 g/dL respectivamente, sin obtener diferencia significativa, Boettcher (2004) reporto en cisnes 1.98 g/dL. Estos valores son mayores a los a datos obtenidos en el presente estudio lo que nos hace presumir que la altura afectaria las concentraciones de albúmina en el suero sanguíneo de aves criadas en altura. Esta disminucion seria causada por el bajo consumo de alimento como consecuencia de la adaptacion a la altura, puesto que la altura produce estrés por causa del frio y la hipoxia (Ángulo, 2004).

Miranda estimo como rango normal 1.10 a 2.74 mg/dL. Franco (2009) estimo los valores extremos de 1.18 a 6.89 g/dL en loros en cautiverio. Moreira (2010) reporta niveles normales que varían desde 0.8 a 2 g/dL. En atención a los referidos rangos todos los pollos estudiados presentaron valores normales. Sin embargo otros estudios reportaron rangos mayores, Kaneko (1997) determino valores extremos en gallinas de 1.6 a 2 g/dL de albúmina en suero sanguíneo. Sonowane (2016) indico que la albúmina sérica en diferentes grupos de edad osciló entre 1,46 a 4,00 g/dL

En el presente trabajo las concentraciones de albúmina plasmáticas, se mantuvieron dentro del rango considerado normal, lo cual sugiere que la concentración de factores antinutricionales presentes en el alimento no afectaron significativamente la síntesis de esta proteína a nivel hepático (Miranda, 2007). Pues el hígado es el encargado de sintetizar proteínas principalmente la albumina (Kaneko, 1997), puesto que la concentración de albumina puede estar disminuida por la falta de ingestión de alimento debido a anorexia (Moreira, 2010).

Sin embargo en un estudio comparativo de albúmina serica de pollitas susceptibles y resistentes a la enfermedad de Marek realizado por Mayer y Gomez (1977) obtuvo 2.16 y 1.32 g/dL en pollitas resistentes y susceptibles respectivamente. Los resultados obtenidos coinciden en cierto grado a las pollitas susceptibles a la enfermedad de Marek, alteraciones significativas en la concentración de proteínas séricas fueron observadas en pollos inoculados con cepas virulentass de la enfermedad de Newcastle con disminución en los niveles de albúmina

(Moreira, 2010), los bajos niveles de albuminas en el presente estudio tal vez se deban a que las aves fueron vacunadas contra el virus de newcastle.

4.3.2. Niveles de albúmina según el sexo.

Los niveles de albúmina presentes en el suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 27: Niveles de albúmina (g/dL) según el sexo.

SEXO	n	PROMEDIO ± E.E.	C.V.
MACHOS	40	1.37 ± 0.03 a	13.2%
HEMBRAS	40	1.40 ± 0.03 a	14.2%

Los valores de albúmina de machos muestra una media de 1.37 g/dL, valor menor en comparación a las hembras que muestra una media de 1.40 g/dL, estos valores difieren resultados obtenidos por Albokhadaim (2012) que indica valores de Albúmina de 1,6 y 1,9 g/dL, en machos jóvenes y adultos, respectivamente, no fueron significativamente diferentes ($P>0.05$) respecto a las hembras jóvenes y adultas, respectivamente 1.8 y 1.6 g/dL, Boettcher (2004)reporto en cisnes machos y hembras 1.95 y 2.01 g/dL respectivamente no obteniendo diferencia estadística ($P>0.05$). En el presente estudio tampoco hubo significancia estadística con respecto al factor sexo.

Topazio y col (2014) reporto en gallinas ponedoras niveles de albúmina de 2.07 g/dL, un valor mayor con respecto al de las hembras

muestreadas en el presente estudio. Puesto que el presente estudio se realizó a 3824 msnm. Donde existen factores como son el estrés, lo que conllevaría a una hipoalbuminemia.

4.3.3. Niveles de albumina según la edad.

Los niveles de albumina en suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos criados en altura según la edad se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 28: Niveles de albumina (g/dL) según la edad.

EDAD	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
3 SEMANAS	40	1.42 \pm 0.03 ^a	15.1%
8 SEMANAS	40	1.35 \pm 0.02 ^a	11.6%

Los pollos a las 3 semanas obtuvieron mayores niveles de albumina 1.42 \pm 0.03 g/dL, con respecto a las 8 semanas 1.35 \pm 0.02 g/dL, no presentando diferencia significativa entre ambas edades ($P > 0.05$). Miranda (2007) reportó una media referencial para la concentración de albúmina en pollos de engorde con 21 días de edad de 1,92 mg/dL, Kuttappan (2013) en un estudio realizado en Arkansas en pollos de engorde de 63 días de edad reportó 1.45 g/dL, este valor se aproxima al obtenido a las 3 semanas sin embargo se aleja de los niveles a las 8 semanas, esta disminución se explicaría por qué los pollos continúan en un proceso de adaptación a la altura.

Silva (2007) estimó valores de albumina a los 21 días y 42 días en pollos Broilers 1.72 y 1.79 g/dL. Tampoco encontró diferencia estadística entre edades, sin embargo los niveles de albumina se

incrementaron con respecto a la edad difiriendo del presente estudio donde los niveles de albumina disminuyeron.

También Piotrowska (2011) estimó niveles de albumina en pollos Ross 380 de 14 días y de 21 días que fueron de 1.17 y 1.31 g/dL respectivamente, y de 1.71g/dL a los 42 días de edad. No encontrando diferencia significativa entre edades. Sin embargo los valores obtenidos a los 21 días se aproximan a los obtenidos en el presente estudio.

En un estudio realizado por Sonawane (2016) en Turquía en pavos de diferentes edades se observó un promedio de albúmina sérica de 2.73g/dL, este valor es superior al encontrado en el presente estudio, puede ser una consecuencia directa del rápido crecimiento somático en pavos, ya que el proceso anabólico y el crecimiento hormonal son factores bien conocidos para aumentar la concentración de albúmina según manifiesta Lumeij (1997).

4.4. Globulinas

4.4.1. Niveles de globulinas según línea.

Los niveles de globulinas en suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos criados en altura según tipo se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 29: Niveles de globulinas (g/dL) según línea.

LINEA	n	PROMEDIO ± E.E.	C.V.
PAVIPOLLOS	40	1.43 ± 0.04 ^a	19.1%
POLLOS CRIOLLOS	40	1.34 ± 0.04 ^a	17.4%

El nivel de globulina en pavipollos fue de 1.43 ± 0.04 g/dL y de pollos criollos 1.34 ± 0.04 g/dL, no se encontró diferencia significativa la línea ($P > 0.05$). Bogusławska y Piotrowska (2012) en un estudio realizado en pollos de engorde Cobb 500 estimó una media de globulina sérica de 1.46 g/dL. Un resultado similar al obtenido en pavipollos del presente estudio.

Valores superiores fueron reportados por Franco (2009) en loros (A. amazónica) en cautiverio informó una media de 3.1 g/dL, Kaneko (1997) reportó en flamencos un valor medio de 3.1 g/dL. Kaneko (1997) reportó valores extremos de globulinas en el suero sanguíneo de gallinas que fueron de 2.3 a 3.3 g/dL, Franco (2009) en loros (A. amazónica) en cautiverio informó valores extremos de 2.5 y 8.2 g/dL, Boettcher (2004) reportó en cisnes 3.25 g/dL. Estos niveles son superiores a la media obtenida en el presente estudio realizado.

Sonawane (2016) en un estudio realizado en pavos estimó los valores extremos de globulina sérica en diferentes grupos de edad entre 0.56 a 1.81 g/dL. La media obtenida en el presente estudio se encuentra dentro de estos rangos.

Mayer y Gomez (1977) en un estudio comparativo entre pollitas resistentes y susceptibles a la enfermedad de Marek obtuvo niveles de globulinas totales de 2.04 y 1.63 g/dL respectivamente. Lo que indicaría que los pollos infectados con algún tipo de virus disminuyen los niveles de globulinas. Sin embargo en el presente estudio los

pollos estaban aparentemente sanos, y los bajos niveles de globulinas se deberian al efecto de la altura lo que afectaria su estado fisiologico.

4.4.2. Niveles de globulinas según el sexo.

Los niveles de globulinas en el suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 30: Niveles de globulinas (g/dL) según el sexo.

SEXO	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
MACHOS	40	1.43 \pm 0.05 ^a	19.9%
HEMBRAS	40	1.34 \pm 0.04 ^a	16.4%

Los niveles de globulinas en machos fueron de 1.43 \pm 0.05 g/dL, ligeramente mayor a la media de hembras 1.34 \pm 0.04 g/dL, sin embargo no hay diferencia estadística ($P > 0.05$) entre los dos sexos.

Los valores son inferiores a los reportados por Albokhadaim (2012) en un estudio comparativo entre machos y hembras. Indica que los valores de globulinas en el suero sanguíneo fueron de 1.9 y 1.9 g/dL en machos jóvenes y adultos, respectivamente, y en las hembras jóvenes y adultas 1.3 y 1.2 g/dL. También obteniendo mayores concentraciones en machos con respecto a las hembras, así mismo las hembras obtuvieron niveles de globulinas similares a los encontrados en el presente estudio, sin embargo a diferencia que en el presente estudio se obtuvo una diferencia significativa entre machos y hembras ($P \leq 0.05$).

Valores superiores de globulinas fueron reportados por Topazio y col (2014) siendo 2.70 g/dL la media de gallinas ponedoras en etapa de postura. Un valor que duplica el obtenido en hembras del presente estudio. Sin embargo las gallinas pueden presentar hiperglobulinemia inducida por estrógenos antes de la postura (Lumeij, 1997).

Boettcher (2004) reporto en cisnes niveles muy superiores a los del presente estudio siendo en machos 3.23 g/dL y en hembras 3.45 g/dL, no encontrando diferencias estadística ($P>0.05$).

4.4.3. Niveles de globulinas según la edad.

Los niveles de globulinas en pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 31: Niveles de globulinas según la edad.

EDAD	n	PROMEDIO \pm D.S	C.V.
3 SEMANAS	40	1.44 \pm 0.05 ^a	18.9%
8 SEMANAS	40	1.33 \pm 0.04 ^a	17.5%

Los niveles de globulinas en suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos a las 3 semanas de edad fue de 1.44 \pm 0.05 g/dL, y a las 8 semanas fue de 1.33 \pm 0.04 g/dL. Sin embargo al análisis estadístico no mostraron diferencia entre edades ($P>0.05$).

Diaz (2014) trabajo con dos estirpes de pollos (Cobb 500 y Ross 380) de engorde a los 42 días de edad en el Piamonte amazónico colombiano y obtuvo los siguiente valores 2.19 y 2.30 g/dL

respectivamente. No obtuvo diferencia estadística entre edades coincidiendo con el análisis estadístico del presente estudio.

Sonawane (2016) estimó el valor medio de globulinas en pavos de 1.23 g/dL el análisis estadístico reveló que existió una diferencia significativa con respecto a las diferentes edades. Los valores medios obtenidos en el presente estudio mostraron una tendencia decreciente con respecto a las edades de 3 y 8 semanas con valores de 1.44 y 1.33 g/dL, sin embargo Sonowane (2016) mostró una tendencia creciente en sus resultados, con valores medios de globulina que aumentaron con el avance de la edad en pavos, hasta llegar a la semana 26 donde los niveles de globulinas disminuyeron. Niveles mayores fueron reportados por Boettcher (2004) en cisnes jóvenes y adultos siendo 3.11 y 3.35 g/dL no encontrando diferencia estadística ($P > 0.05$) al igual que en el presente estudio, sin embargo los niveles de globulinas se incrementan con la edad y en el presente estudio estos niveles disminuyen desde las 3 a las 8 semanas, esto puede ser producido por la altura.

Schmit (2009) citado por Sonowane observó los valores medios de la globulina de 0.4 ± 0.1 g/dL en pájaros de 148 días de edad, respectivamente. Sin embargo, los presentes resultados no están de acuerdo con estos resultados. A partir del presente estudio se observó que la edad tiene influencia parcial sobre la globulina sérica, especialmente en la edad de 3 semanas donde los valores fueron mayores. Aunque estadísticamente no hubo diferencia.

4.5. Colesterol

4.5.1. Niveles de colesterol según línea.

Los resultados de los niveles de colesterol de pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 32: Niveles de colesterol (mg/dL) según línea.

LINEA	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
PAVIPOLLOS	40	176.72 \pm 3.03 ^a	10.8%
POLLOS CRIOLLOS	40	174.11 \pm 4.00 ^a	14.6%

El nivel de colesterol obtenidos en suero sanguíneo de pavipollos fue de 176.72 \pm 3.03 y para pollos criollos fue de 174.11 \pm 4 mg/dL, al análisis estadístico no muestra diferencia significativa ($P > 0.05$).

Florez y Osorio (2013) en un estudio realizado en Manizales, Colombia a una altura de 2153 msnm, evaluaron dos líneas de gallinas ponedoras (Hy Line Brown y Lohmann Brown Classic) obteniendo valores de 141.1 y 111.1 mg/dL respectivamente, obteniendo diferencia estadística entre ambas líneas. Florez (2013) también en Manizales determino las concentraciones de colesterol en dos líneas de pollos comerciales (pollos de engorde Cobb500 y gallinas ponedoras Hy Line Brown) los valores de 145.3 y 110.8 mg/dL respectivamente. Encontrando una diferencia estadística entre ambos ($P < 0.05$). Ambos trabajos difieren del presente estudio donde no hay diferencia estadística entre líneas, hay que señalar que estas variaciones pueden corresponder a la línea genética, al tipo de dieta,

etapa de producción o al kit enzimático utilizado para el análisis de las muestras de dichos trabajos.

Arzour-Lakeha (2015) obtuvo una media de 99 ± 5 mg/dL de colesterol en suero sanguíneo. Meluzzi (1992) citado por Albokhadaim estimo una media de colesterol sérico en pollos de engorde de 140 mg/dL, Boettcher (2004) reporto en cisnes 79.75 mg/dL. Todos estos niveles de colesterol son inferiores a los obtenidos en el presente estudio.

Kuttappan (2013) estimo la media de 25 pollos de engorde en Arkansas obtuvo una media de 117.46 mg/dL, Silva (2007) obtuvo una media de colesterol en el suero sanguíneo de pollos broilers de 128.9 mg/dL. Bogusławska-Tryk (2016) determino en pollos de engorde el colesterol total $137.77 \text{ mg/dL} \pm 3.87$ de colesterol en todas las aves experimentales fueron pollitos de 6 semanas de edad. Todos los valores están muy por debajo de las medias obtenidas en el presente estudio.

Los niveles elevados de colesterol podrían deberse a la dieta o también por insuficiencia hepática (Kaneko, 1997), como el colesterol es eliminado en forma de ácidos biliares, su aumento en plasma puede estar asociado a obstrucción biliar extra hepática, fibrosis hepática o hiperplasia de conductos biliares en las aves (Moreira, 2010).

Sin embargo los niveles de colesterol serico encontrados en el presente estudio se encuentran dentro de rangos considerados normales puesto que Lumeij (1997) afirma que las concentraciones

plasmaticas para la mayoría de las especies de aves varían de 100 a 250 mg/dL. Coles (1986) público que el rango de colesterol sérico es de 100 a 200 mg/dL en la mayoría aves. Franco (2009) estimo un rango de 92.88 a 924.93 mg/dL de colesterol en el suero sanguíneo de loros (*A. amazónica*) criadas en cautiverio. Sonowane (2016) estimo en pavos una media de colesterol total de 176.25 ± 1.19 mg/dL. Un valor que casi coincide con los niveles obtenidos en pavipollos y pollos criollos.

Holguín (2004) en pollos de engorde reporto una media de 225 mg/dL. Un valor muy superior al obtenido en el presente estudio. Este incremento puede ser causado por la dieta o insuficiencia hepática (Kaneko, 1997). Sin embargo se encuentra dentro de los rangos reportados por otros autores.

4.5.2. Niveles de colesterol según sexo.

La siguiente tabla muestra los niveles de colesterol de pavipollos y pollos criollos criados en altura según sexo.

Tabla 33: Niveles de colesterol (mg/dL) según sexo.

SEXO	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
MACHOS	40	177.22 \pm 3.81 ^a	13.6%
HEMBRAS	40	173.61 \pm 3.26 ^a	11.9%

Los niveles de colesterol en pollos machos fue de 177.22 ± 3.81 mg/dL, ligeramente mayor que en las hembras 173.61 ± 3.26 mg/dL, sin embargo estadísticamente no se encontraron diferencias ($P > 0.05$),

Boettcher (2004) en cisnes reporto niveles de 82.5 mg/dL en machos y 75.5 mg/dL en hembras mostrando niveles superiores en machos con respecto a las hembras al igual que en el presente estudio y tampoco encontro diferencias estadísticas.

Albokhadaim (2012) determino concentraciones de colesterol total en machos jóvenes y adultos de 75.2 ± 26 y 82.8 ± 35 mg/dL y no fueron significativamente diferentes ($P > 0.05$) que las de las hembras jóvenes y adultas respectivamente fue de 63.4 ± 15 y $71,8 \pm 16$ mg/dL, Sin embargo, estos valores fueron inferiores a los valores de referencia observados en otras aves así como también a los valores encontrados en el presente estudio. Topazio y col (2014) en un estudio realizado en gallinas ponedoras obtuvo una media de 89.7 mg/dL, un valor también inferior al obtenido en las hembras el presente estudio. Coles (1986) informó que el nivel de colesterol en la sangre de las aves se ve afectado por edad, herencia, nutrición y actividades hepáticas.

4.5.3. Niveles de colesterol según la edad.

La siguiente tabla muestra los valores de colesterol de pavipollos y pollos criollos criados en altura de 3 semanas y 8 semanas de edad.

Tabla 34: Niveles de colesterol (mg/dL) según la edad.

EDAD	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
3 SEMANAS	40	173.37 ± 3.49^a	12.7%
8 SEMANAS	40	177.45 ± 3.60^a	12.8%

Los niveles de colesterol a las 3 semanas fueron de 173.37 ± 3.49 mg/dL, luego aumentaron a las 8 semanas a 177.45 ± 3.60 mg/dL. Sin embargo no hubo diferencia estadística ($P > 0.05$) en el factor edad. Los niveles de colesterol en el suero sanguíneo a las 3 semanas fue menor con respecto a los niveles a las 8 semanas. Sonowane (2016) dedujo que los valores de colesterol se incrementan con el aumento de la edad. Esto puede estar relacionado con un incremento en la síntesis hepática de este lípido (Latiner, 2005).

Piotrowska (2011) realizó un estudio en pollos de engorde Ross 380 en Polonia a 173 msnm. Obteniendo a los 21 días 171.82 mg/dL. Niveles que están en estrecha relación con nuestros hallazgos en el presente estudio realizado en pavipollos y pollos criollos

Albokhadaim (2012) estimó que el colesterol sérico de pollos de Arabia Saudita fue inferior al rango de referencia de la mayoría de las aves que comparo siendo el rango de 129 a 297 mg/dL en la mayoría de estudios que encontró, Sonowane (2016) determinó que valores mínimos y máximos de colesterol total en diferentes grupos de edad variaba de 168.44 a 185.21 mg/dL. Apraéz (2015) reportó en pollos de engorde de 38 y 42 días niveles que varían de 158.1 a 249.1 mg/dL de colesterol sérico. Por lo que los niveles encontrados en el presente estudio se pueden considerar normales.

Konicki (1999) citado por Sonowane estimó el nivel medio de colesterol total de 121.5 ± 11.25 mg/dL en pavos de nueve semanas de edad. Huff (2008) citado por Sonowane informó el valor del

colesterol en Turquía de pavos de 14 semanas de edad de 164,5 mg/dL. Silva (2007) obtuvo en pollos de engorde de 21 y 42 días de edad medias de 140 y 129.42 mg/dL de colesterol sérico, Piotrowska (2011) obtuvo en pollos de engorde Ross 380 niveles de colesterol en suero sanguíneo a los 14 días y a los 42 días de edad 159.83 y 143.19 mg/dL. Boettcher (2004) reporto en cisnes juvenes y adultos niveles de 81.25 y 78.75 mg/dL respectivamente no encontrando diferencias estadísticas ($P>0.05$), sin embargo los diversos estudios muestra una tendencia a disminuir las concentraciones de colesterol con el paso de la edad, en el presente estudio esta tendencia es contraria puesto que los niveles se incrementan desde 3 a 8 semanas esto podría ser por el efecto de la altura.

4.6. Triglicéridos

4.6.1. Niveles de triglicéridos según la línea.

La siguiente tabla muestra los niveles de triglicéridos (mg/dL) de pavipollos y pollos criollos criados en altura en función al tipo de pollo.

Tabla 35: Niveles de triglicéridos (mg/dL) según línea.

TIPO	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
PAVIPOLLOS	40	66.07 \pm 2.59 ^a	24.8%
POLLOS CRIOLLOS	40	68.44 \pm 2.71 ^a	25.1%

El nivel de triglicéridos en pavipollos fue de 66.07 \pm 2.59 mg/dL y en pollos criollos fue de 68.44 \pm 2.71 mg/dL. No encontrándose diferencia estadística para el factor tipo.

Valores inferiores fueron reportados por Sandoval y Esquivel (1999) en pollos de engorde 54 ± 24 mg/dL en pollos sometidos a estrés donde no se encontraron diferencias estadísticas entre los grupos de pollos estresados y sin estrés. Bogusławska-Tryk (2016) determino el contenido sérico de triglicéridos 31.5 mg/dL en pollos de engorde experimentales. Arzour-Lakeha (2015) en pollos Broilers Arbor Acres en argelia a 699 msnm. Determino una media de 26 mg/dL. Piotrowska (2011) en Polonia a 173 msnm. Estimo una media de trigliceridos en suero sanguíneo de pollos de engorde Ross 380 de 33.5 mg/dL. Kuttappan (2013) obtuvo la media de 25 pollos de engorde en Arkansas que fue de 57.79 mg/dL, Boettcher (2004) reporto en cisnes una media de 35 mg/dL. Valores que son menores a los obtenidos en el presente estudio.

En un estudio realizado por Florez y Osorio (2013) en Manizales, Colombia a una altura de 2153 msnm, evaluaron el efecto de dos líneas de gallinas ponedoras (Hy Line Brown y Lohmann Brown Classic) en los niveles de triglicéridos en suero sanguíneo obteniendo valores de 773 y 431 mg/dL, obteniendo diferencia estadística entre ambas líneas, lo que contrasta con el presente estudio donde no se encontraron diferencias estadísticas entre pavipollos y pollos criollos. En el caso de las gallinas ponedoras en producción el comportamiento es diferente, ya que por acción de los estrógenos se altera el metabolismo de las lipoproteínas, aumentando significativamente las lipoproteínas de muy baja densidad, las cuales transportan los

triglicéridos que van a depositarse en los ovocitos en crecimiento, llegando estos hasta niveles de 1200 mg/dL (FLorez, 2013).

Niveles de triglicéridos superiores al presente estudio han sido reportados por Silva (2007) obtuvo una media en suero sanguíneo de pollos Broilers de 97.11mg/dL. Holguín (2004) reporto una media de trigliceridos en pollos de engorde de 152 mg/dL. Sonowane (2016) en un estudio realizado en pavos obtuvo la media general de 75.12 ± 1.75 mg/dL. Diversos estudios muestran variaciones en la concentración de triglicéridos sanguíneos en aves comerciales. Estos han reportado estas variaciones lipídicas e indican que se pudiera deber al mejoramiento genético, condiciones medioambientales, semana de producción o dieta, entre otros (Florez & Osorio, 2013).

4.6.2. Niveles de triglicéridos según el sexo.

La siguiente tabla muestra los niveles de triglicéridos (mg/dL) en pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 36: Niveles de triglicéridos (mg/dL) según el sexo.

SEXO	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
MACHOS	40	69.53 ± 2.91^a	26.4%
HEMBRAS	40	64.99 ± 2.32^a	22.6%

Los niveles de trigliceridos en machos fue de 69.53 ± 2.91 , y en las hembras fue menor 64.99 ± 2.32 mg/dL, no encontrándose diferencia

estadística ($P>0.05$) entre sexos. No hay diferencias por que las hembras no alcanzaron su madurez sexual (Klasing, 1998).

Albokhadaim (2012) estimo en pollos de Arabia Saudita valores en machos jóvenes y adultos 60.5 ± 16 y 74.1 ± 14 mg/dL, y en hembras jóvenes y adultas 55.18 ± 22 y 68.3 ± 20 mg/dL respectivamente. Tampoco encontrando diferencias estadísticas entre machos y hembras al igual que en el presente estudio. Sin embargo los niveles hallados se aproximan a los reportados en el presente estudio.

Apraéz (2015) en pollos de engorde machos reporto valores de 38.4 a 49.0 mg/dL de triglicéridos en suero sanguíneo. Boettcher (2004) en cisnes machos y hembras reporto niveles de 22.55 y 44.5 mg/dL en las hembras no encontrando diferencias estadística entre sexos al igual que en el presente estudio.

Topazio y col (2014) en gallinas ponedoras reporto niveles de 594 mg/dL. Estos niveles muy superiores a los obtenidos en las hembras del presente estudio se deben a que las gallinas se encuentran en su etapa de producción por lo que hay gran movilidad de triglicéridos en el torrente sanguíneo (FLopez, 2013).

4.6.3. Niveles de triglicéridos según la edad.

La siguiente tabla muestra los niveles de triglicéridos en pavipollos y pollos criollos criados en altura.

Tabla 37: Niveles de triglicéridos (mg/dL) según la edad.

EDAD	n	PROMEDIO \pm D.S	C.V.
3 SEMANAS	40	55.17 \pm 1.51 ^a	17.4%
8 SEMANAS	40	79.35 \pm 2.08 ^b	16.6%

El nivel de triglicéridos en pollos de 3 semanas fue de 55.17 \pm 1.51 mg/dL, y se incrementaron a las 8 semanas de edad a 79.35 \pm 2.08 mg/dL, resultando estadísticamente con una diferencia altamente significativa ($P \leq 0.01$) El incremento de niveles de triglicéridos desde las 3 semanas hasta las 8 semanas estaría relacionado por el mayor aumento de consumo de energía dietética según Silva (2007).

Sonowane (2016) estimó valores extremos de triglicéridos en suero sanguíneo de pavos de diferentes grupos de edad que oscilaron entre 54,38 a 87,37 mg/dL, no encontró diferencia significativa para el factor edad, resultado que difiere del análisis de los datos del presente estudio ($P \leq 0.01$).

Los triglicéridos del pollo de Arabia Saudita no fueron significativamente diferentes entre las edades en el estudio realizado por Albokhadaim (2012), lo que no coincide con las diferencias altamente significativas encontradas en el presente estudio con respecto al factor edad. Boettcher (2004) en cisnes reportó niveles de 27.06 mg/dL en jóvenes y 36.5 mg/dL en adultos no encontrando diferencia estadística ($P > 0.05$), sin embargo muestran un incremento de niveles de triglicéridos conforme avanza la edad.

4.7. Ácido úrico

4.7.1. Niveles de ácido úrico según línea.

Los niveles de ácido úrico (mg/dL) en suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 38: Niveles de ácido úrico según línea.

LINEA	n	PROMEDIO ± E.E.	C.V.
PAVIPOLLOS	40	6.27 ± 0.14 ^a	14.1%
POLLOS CRIOLLOS	40	6.12 ± 0.16 ^a	16.4%

El nivel de ácido úrico en pavipollos fue de 6.27 ± 0.14 mg/dL, y en pollos criollos fue de 6.12 ± 0.16 mg/dL, siendo ligeramente mayor en pavipollos con respecto a los pollos criollos, sin embargo al análisis estadístico no hubo diferencia entre las líneas de pollos ($P > 0.05$).

Bell (1968) reportó niveles de ácido úrico sérico de gallinas en etapa de postura de 0.76 mg/dL y en gallinas de posturas que no están en etapa reproductiva 1.80 mg/dL. Valores que son muy inferiores a los encontrados tanto en pavipollos como en pollos criollos.

Silva (2007) obtuvo una media de ácido úrico en suero sanguíneo de pollos Broilers de 5.3 mg/dL, Kuttappan (2013) obtuvo una media en 25 pollos de engorde de 6.69 mg/dL, Piotrowska (2011) estimó una media de ácido úrico de 6.2 mg/dL en pollos de engorde Cobb 380, estos niveles reportados de ácido úrico son muy similares al obtenido en el presente estudio (6.2 mg/dL).

Según Lumeij (1997) los niveles de ácido úrico en aves jóvenes varían de 1 a 2mg/dL, mientras que las gallinas de postura presentan niveles de 2 a 7mg/dL, puede haber aumento de los niveles de ácido úrico, creatinina y urea en el plasma cuando los riñones trabajan a un 30% de su capacidad (Lumeij, 1997). Un aumento de ácido úrico hasta 15 g/dL puede ser observado en casos de lesiones renales severas causadas por micotoxinas, deficiencia de vitamina A (Pulido, 2010).

4.7.2. Niveles de ácido úrico según el sexo.

En la siguiente tabla se muestran los niveles de ácido úrico de pavipollos y pollos criollos criados en altura.

Tabla 39: Niveles de ácido úrico (mg/dL) según el sexo.

SEXO	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
MACHOS	40	6.31 \pm 0.15 ^a	15.2%
HEMBRAS	40	6.09 \pm 0.15 ^a	15.2%

El nivel de ácido úrico en pollos machos fue de 6.31 \pm 0.15 mg/dL y en las hembras fue de 6.09 \pm 0.15 mg/dL, siendo ligeramente mayor en machos que en hembras. Sin embargo, esta diferencia no se ve reflejada en el análisis estadístico donde no se encuentra diferencia entre sexos ($P > 0.05$).

Albokhadaim (2012) ha informado en un estudio realizado en pollos de Arabia Saudita que el ácido úrico sérico de las hembras 5.40 mg/dL fue mayor que el de los machos 2.86 mg/dL, Sin embargo, en

el referido estudio los niveles séricos de ácido úrico de pollos no fueron significativamente diferentes entre el sexo, al igual que en presente estudio tampoco fueron diferentes estadísticamente.

Niveles mayores de ácido úrico en pollos de engorde machos fueron reportados por Apraéz (2015) variando de 9.1 a 9.5 mg/dL. Topacio y col (2014) en un estudio en gallinas ponedoras reporto una media de 7.04 mg/dL, en ambos estudios los niveles de ácido úrico fueron superiores tanto para machos como hembras con respecto al presente trabajo. Sin embargo, se puede apreciar que el nivel de ácido úrico es mayor en machos que en hembras muy similar a los niveles encontrados en el presente estudio.

4.7.3. Niveles de ácido úrico según la edad.

Los niveles de ácido úrico en suero plasmático de pavipollos y pollos criollos criados en altura se muestran en la siguiente tabla.

Tabla 40: Niveles de ácido úrico (mg/dL) según la edad

EDAD	n	PROMEDIO \pm E.E.	C.V.
3 SEMANAS	40	6.47 \pm 0.13 ^a	12.8%
8 SEMANAS	40	5.92 \pm 0.15 ^b	16.5%

Los pollos de 3 semanas de edad tuvieron niveles de ácido úrico de 6.47 \pm 0.13 mg/dL, y a las 8 semanas fue de 5.92 \pm 0.15, siendo los niveles a las 3 semanas mayores que a las 8 semanas, al análisis estadístico muestran una diferencia altamente significativa para las edades ($P \leq 0.01$).

Albokhadaim (2012) estimo las medias de ácido úrico en machos jóvenes y adultos siendo los valores de 5.2 ± 1.9 y 5.1 ± 2.3 mg/dL y en hembras jóvenes y adultas 3.67 ± 1.0 y 4.83 ± 1.3 mg/dL. No se encontraron diferencias estadísticas entre las edades, contrario a la diferencia altamente significativa que se encontró en el presente estudio, sin embargo, los niveles de ácido úrico disminuyeron con respecto a la edad al igual que en el presente estudio.

Silva (2007) obtuvo en pollos Broilers de 21 y 42 días valores de ácido úrico de 9.2 y 4.59 mg/dL, el nivel de ácido úrico fue mayor en aves de 21 días de edad, y hubo diferencias con respecto a los 42 días. Piotrowska (2011) en un trabajo realizado a 173 msnm. En pollos de engorde de 14 y 42 días de edad obtuvo valores de ácido úrico de 9.2 y 8.4 mg/dL. Al igual que en el presente estudio los pollos más jóvenes presentan niveles mayores con respecto a los pollos de mayor edad, las aves más jóvenes tienden a presentar mayores concentraciones de ácido úrico que las adultas (Moreira, 2010).

El nivel más alto de proteína en la dieta se suministra en la fase inicial de la producción y un estudio encontró una relación directa entre la cantidad de proteína ingerida y el nivel sérico de ácido úrico. Encontraron mayores niveles de ácido úrico en reproductores de pollos de engorde durante la fase de cría, a los 30 y 44 días de edad, en comparación con los mayores (Silva, 2007).

V. CONCLUSIONES

Para los niveles de glucosa en suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos criados en altura, se obtuvo diferencia significativa para el factor sexo ($P \leq 0.05$) y se obtuvo diferencias altamente significativas para los factores tipo y edad ($P \leq 0.01$).

Para los niveles de proteínas totales con respecto a la línea y al factor edad se encontró diferencia significativa ($P \leq 0.05$), no se encontraron diferencias estadísticas con respecto al factor sexo ($P > 0.05$). Se puede presumir que la altura influye en las concentraciones de proteínas totales.

Para los niveles de albumina, globulinas y colesterol obtenidos en el suero sanguíneo de pavipollos y pollos criollos no se encontraron diferencias estadísticas entre líneas, sexo, ni edad ($P > 0.05$).

En los niveles de triglicéridos y ácido úrico estadísticamente no hay diferencia entre líneas, ni sexo ($P > 0.05$), Sin embargo, se encontraron diferencias estadísticas altamente significativas para el factor edad ($P \leq 0.01$).

VI. RECOMENDACIONES

Realizar próximos estudios similares teniendo en cuenta el manejo, alimentación, peso vivo, ganancia de peso, conversión alimenticia, madurez sexual, etapa de producción, puesto que en el trabajo realizado estos factores pudieron afectar el estado fisiológico del animal al momento de la toma de muestras.

Para realizar el muestreo sería conveniente en un futuro tomar las muestras de sangre en la misma granja, porque el transporte de los animales al laboratorio les causa mucho estrés.

Realizar un trabajo similar en pollos domésticos oriundos de nuestra región.

Realizar un trabajo similar en aves adultas puesto que en el presente trabajo los pollos continuaban en un proceso de adaptación a la altura.

VII. REFERENCIAS

- Aiello, S. (2000). *El manual Merck de veterinaria* (5 ed.). Barcelona, España: Editoria Oceano.
- Albokhadaim, I. (2012). Investigation of Selected Biochemical Parameters of Local Chickens with Different Age and Sex in Al-ahsa, Saudi Arabia. *Pakistan Journal of Biological Sciences*. Recuperado el 4 de mayo de 2017, de <http://scialert.net/abstract/?doi=pjbs.2012.827.832>
- Ángulo, P. (2004). Efecto del estrés medio ambiental por altura en los niveles plasmáticos de oxido nítrico en pollos de carne. *Revista Sociedad Química. Perú, Volumen 70, Número 4 Huancayo. Universidad Nacional Mayor de San Marcos*.
- APA. (2015). Estadísticas productivas. *Asociación Peruana de Avicultura*. Recuperado el 30 de Agosto de 2017, de <http://www.apa.org.pe/html/nuestros-servicios-estadistica.php>
- Apraéz, E. (2015). Efecto de la aclimatación precoz sobre metabolitos sanguíneos en pollos de engorde. *Agro sur volumen 43, número 3 Valdivia Departamento de Producción y Procesamiento Animal, Universidad de Nariño, Pasto (Nariño), Colombia*. .
- Arzour-Lakeha, N. (2015). Effect of Age on Selected Plasma Indices of Biochemical and Mineral Metabolism in Two Strains of Broiler Chickens. *Asian Network for Scientific Information. International Journal of Poultry Science 14. University Medical Center, Constantine, Algeria*. Recuperado el 2 de mayo de 2017, de <http://free-journal.umm.ac.id/files/file/fin2437.pdf>
- Avilez, B. (2014). Parámetros hematológicos en pollos de engorde criados en una granja de producción cerrada en el trópico bajo. *Rev. Med. Vet. ISSN 0122-9354: Bogotá (Colombia) N° 29: 33-39, enero-junio del 2015*.
- Bell, D. (1968). Constituyentes Químicos de la Sangre. En P. Sturkie, *Fisiología Aviar*. Zaragoza. España.: Editorial Acribia S.A.

- Bender, D. (2009). Gluconeogénesis y control de la glucosa en sangre. En R. Murray, & D, Bender., *HARPER Bioquímica ilustrada* (28 ed.). Mexico D.F. Mexico: Editorial McGraw Hill Interamericana Editores S.A.
- Boettcher, A. (2004). Valores bioquímicos sanguíneos del cisne cuello negro (*Cygnus melanocoryphus*), en una población silvestre en Valdivia Chile. *Tesis Fac. Ciencias Veterinarias Universidad Austral de Chile*.
- Bogusławska, M., & Piotrowska, M. (2012). The Level of Major Proteins and Minerals in the Blood Serum of Chickens Fed Diets with Pure Cellulose. *Institute of Systematics and Evolution of Animals, PAS, Kraków*,. Recuperado el 7 de mayo de 2017, de [http://www.isez.pan.krakow.pl/journals/fofia/pdf/60\(1-2\)/60\(1-2\)_12.pdf](http://www.isez.pan.krakow.pl/journals/fofia/pdf/60(1-2)/60(1-2)_12.pdf)
- Bogusławska-Tryk, M. (2016). Indices del metabolismo de lípidos y ácidos grasos en el suero de sanguíneo de pollos alimentados con lignocelulosa. *Revista Brasileira de Ciencia Avícola Vol.18 no.3 Campinas Julio / Sept*. Recuperado el 13 de mayo de 2017, de http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1516-635X2016000300451
- Bondi, A. (1989). *Nutrición Animal*. Zaragoza, España: Editorial Acribia S.A.
- BSAVA. (2013). *Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales*. Barcelona, España: British Small Animal Veterinary Association. Editorial S.
- Campbell, T. W. (2012). Química Sanguínea en Vertebrados Menores. *Department of Clinical Sciences, College of Veterinary Medicine & Biomedical Sciences, Colorado State University, Fort Collins, USA*.
- Carpenter, J., & Mashima, T. (2001). *Exotic Animal Formulary* (2 ed.). Philadelphia, USA: Editorial. W.B. Saunders Company.
- CENAGRO. (2012). *IV CENSO NACIONAL AGROPECUARIO*. INEI. Recuperado el 30 de mayo de 2017, de <http://siea.minag.gob.pe/siea/?q=iv-censo-nacional-agropecuario-2012/iv-cenagro-2012>
- Coles, E. (1986). *Veterinary Clinical Pathology*. Philadelphia, United States.: ed. Saunders (W.B.).

- Cuadros, E. (2013). *Efectos de niveles energéticos y proteicos sobre los parámetros productivos en pollos de doble proposito en etapa de cria*. Puno: Tesis, Fac. Med. Vet. y Zoot. UNA.
- Diaz, E. (2014). Bioquímica sanguínea y concentración plasmática de corticosterona en pollos de engorde bajo estrés calórico. *Revista médica veterinaria*. N° 28. Bogotá, Colombia.
- Duncan, J. (2000). *Bioquímica clínica*. Ed. Harcourt, España.
- Florez, J. (2013). Perfil metabólico de aves comerciales mediante metodo directo. *Rev. investig. vet. Perú* v.24 N° 2 Lima abr./jun.
- Florez, J., & Osorio, J. (2013). Variabilidad y correlación en la concentración de lípidos sanguíneos en dos líneas genéticas de gallinas ponedoras. *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica. Laboratorio de Bioquímica Clínica y Patología Molecular, Departamento de Ciencias Básicas de la Salud, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia*.
- Franco, M. (2009). Hallazgos hematológicos y química sanguínea en Amazona amazonica y Amazona ochrocephala cautivas de la reserva forestal Torre Cuatro. Caldas, Colombia.
- Gómez, B. (2013). Evaluación de dos niveles de Acid Pak 4 way (acidificante) como aditivo en el agua de bebida bajo condiciones de estrés calorico en fases de crecimiento y acabado en pollos Broilers en El Canton Babahoyo. *Tesis de grado: Universidad técnica de Babahoyo, Facultad de ciencias agropecuarias, Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia, los Ríos, Ecuador*.
- GoogleMaps. (2015). <http://www.coordenadas-gps.com/>. Recuperado el 12 de junio de 2015, de <https://www.google.com.pe/maps/@-15.8686597,-69.9948519,1874m/data=!3m1!1e3?hl=es-419>
- GoogleMaps. (2015). <http://www.coordenadas-gps.com/>. Recuperado el 12 de junio de 2015, de <https://www.google.com.pe/maps/@-15.8224995,-70.019438,209m/data=!3m1!1e3?hl=es-419>

- Grieve, D. (2013). Manera apropiada de extraer y manipular las muestras de sangre y de suero en las aves. *HY-LINE International. Trujillo. Perú.*
- Guglielmo, C., O'hara, P., & Willians., T. (2001). Extrinsic and Intrinsic Sources of Variation in Plasma Lipid Metabolites of Free-living Western Sandpipers (*Calidris mauri*). *The Auk. 119.*
- Hazelwood, R. (2000). Metabolismo de los hidratos de carbono. En G. Witthow, *Avian Physiology. (5 ed.)*. Ed Academic Press. USA.
- Henandez, A. (1990). Influencia de la altitud, la raza, el nivel energético de la ración y el sexo en la incidencia de edema aviar. *Facultad de medicina veterinaria y zootecnia, Universidad Nacional de Colombia. Bogota, Colombia.*
- Holguín, V. (2004). Estudio Del Estrés Físico Y La Hepatoprotección En Pollos Broilers. *Tesis de grado: Escuela Superior Politécnica del Litoral, Facultad de Ingeniería en Mecánica y Ciencias de la Producción, Guayaquil, Ecuador.*
- ISAMISA. (2017). isamisa.com.pe. Recuperado el 30 de mayo de 2017, de <http://isamisa.com.pe/producto/pollo-criollo-isamisa/>
- Kaneko, J. (1997). *Clinical biochemistry of domestic animals (5 ed.)*. San Diego. USA: Editorial Academic press.
- Klasing, K. (1998). Comparative Avian Nutrition. *Rev Cab International. London. UK.*
- Kuttappan, V. (2013). Comparison of hematologic and serologic profiles of broiler birds with normal and severe degrees of white striping in breast fillets. *Poultry Science Department, University of Arkansas Division of Agriculture. Poultry Science Association Inc.*
- Latiner, K. (2005). *Duncan & Prasse's Patología clínica veterinaria (4 ed.)*. España: Multimédica Ediciones Veterinarias.
- Lehninger, A. (2007). *Principios de Bioquímica (5 ed.)*. Barcelona, España: Editorial Omega S.A.

- Linnaeus. (2017). Gallus gallus domesticus. Recuperado el 30 de mayo de 2017, de http://es.wikipedia.org/wiki/Gallus_gallus_domesticus#Historia_de_su_domesticaci%C3%B3n
- López, N. (2013). Condiciones ambientales y respuesta productiva en pollos de engorde en unidad de ambiente semicontrolado. *Revista Científica, FCV-LUZ / Vol. XXIII, N° 2, Instituto de Producción Animal, Facultad de Agronomía. Universidad Central de Venezuela. Maracay Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA). CENIAP. Agrometeorología, Maracay, Venezuela.*
- Lorenz, M., & Cornelli, L. (1987). *Diagnostico Medico de los Pequeños Animales*. (1 ed.). España: Editorial ACRIBIA.
- Lumeij, J. (1997). *Avian clinical biochemistry*. San Diego. USA: Editorial Academic press.
- Mayer, R., & Fernandez, M. (1980). Temperatura Corporal y Glucemia en Aves (Gallus Domesticus). *Archivos de Zootecnia, vol. 29, N° 113. Facultad de Veterinaria. Universidad de Cordoba. España.*
- Mayer, R., & Gomez, G. (1977). Estudio comparativo de las proteínas séricas de pollitas susceptibles y resistentes a la enfermedad de Marek. *Archivos de Zootecnia, volumen 26, número 102, Cordoba, España.*
- MINAGRO. (2013). Informe de Seguimiento Agroeconomico, II trimestre. *Diario Gestión*.
- Miranda, S. (2007). Parámetros productivos y química sanguínea en pollos de engorde alimentados con tres niveles diéticos de harina de granos de frijón (*vigna unguiculata* (L.) Walp.) Durante la fase de crecimiento. *Rev. Cient. (Maracaibo) v.17 n.2 Maracaibo*. Recuperado el 9 de mayo de 2017, de http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-22592007000200008
- Montgomery, R., & Conway, T. (1999). *Bioquímica. casos y texto* (6 ed.). Madrid. España: Editorial Harcourt Brace S.A.

- Moreira, E. (2010). Patología clínica en aves: Una herramienta para el monitoreo de la Sanidad avícola. *Plumazos. Asociación de médicos veterinarios y zootecnistas especialistas en avicultura - AMEVEA. Bogota, Colombia.*
- Murray, R., & Bender, D. (2009). *HARPER Bioquímica ilustrada* (28 ed.). Mexico D.F. Mexico: McGraw Hill Interamericana editores S.A.
- Nava, C. (2004). Metabolismo de los compuestos nitrogenados. En K. Mathews, *Bioquímica. 3th edición.* (3 ed.). Barcelona, España: editorial Pearson Addison Wesley.
- Osorio, J. (2016). Concentraciones de glucemia e insulinemia en pollos broilers machos y hembras de cuatro semanas de edad y su relación con el peso. *Revista de Medicina Veterinaria ediciones Unisalle Nro 32.*
- Osorio, J., & Florez, J. (2011). Diferencias bioquímicas y fisiológicas en el metabolismo de lipoproteínas de aves comerciales. *Biosalud vol.10 no.1 Manizales Jan./June .*
- Piotrowska, A. (2011). Changes in Blood Chemistry in Broiler Chickens during the Fattening Period. *Institute of Systematics and Evolution of Animals, PAS, Kraków.* Recuperado el 11 de mayo de 2017, de [http://www.isez.pan.krakow.pl/journals/fofia/pdf/59\(3-4\)/59\(3-4\)_16.pdf](http://www.isez.pan.krakow.pl/journals/fofia/pdf/59(3-4)/59(3-4)_16.pdf)
- Pulido, M. (2010). Perfil bioquímico em aves utilidade na prática. *Rev. Ciência Animal Brasileira. Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Brasil.*
- Sandoval, G., & Esquivel, P. (1999). *Respuesta al estrés físico y la hepatoprotección continua en pollos.* Tesis: Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional del Nordeste (UNNE). Corrientes. Argentina.
- Sandoval, G., & Terraes, J. (2001). Comportamiento de algunas variables bioquímicas en pollos sometidos a maniobras de inmovilización e inversión corporal. *Facultad de Cs. Veterinarias - UNNE Corrientes, Argentina.*

- SENAMHI. (2015). <http://www.senamhi.gob.pe>. Recuperado el 16 de junio de 2015, de Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología. Pronóstico climático.: <http://www.senamhi.gob.pe>
- Shimada, A. (2003). *Nutrición animal*. Mexico D.F Mexico: Editorial Trillas S.A.
- Silva, P. (2007). Blood serum components and serum protein test of Hybro-PG broilers of different ages. *Revista Brasileira de Ciência Avícola vol.9 no.4 Campinas Oct./Dec. Department of Veterinary Clinics and Surgery of the School of Agriculture and Veterinary Sciences of Jaboticabal (FCAV-Unesp)*. Recuperado el 11 de mayo de 2017, de http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1516-635X2007000400004
- Sonawane, N. (2016). Influence of Age on Certain Blood Biochemical Parameters in Turkey Birds. *Department of Poultry Science, KNP College of Veterinary Science Shirwal Dist. Satara, Maharashtra.*
- Swenson, M. (1996). *Dukes Fisiología de los animales domésticos*. Editorial Cornell University Press.
- Topázio, P., Campigotto, G., Boiago, M., Paiano, D., & da Silva, A. (2014). Influencia del parasitismo gastrointestinal en las variables bioquímicas en la sangre de las gallinas ponedoras. *Rev.MVZ Córdoba volumen 20. 1Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC), Departamento de Zootecnia, Rua Beloni Trombita Zanini, 680E – Santo Antônio, Chapecó - SC, 89815-630, Brasil.*
- Vaca, L. (2003). *Producción avícola*. San Jose, Costa Rica: Editorial Universidad estatal a distancia.
- Wiener, I. (2000). Información del producto. *manual de Métodos calorimétricos para fluidos biológicos. Rosario, Argentina.*
- Wittwer, F., & Bohmwald, H. (1983). *Manual de Patología Clínica Veterinaria*. Universidad Austral de Chile.

VIII. ANEXOS

Anexo A: Ficha de registro para los análisis de laboratorio.

**REGISTRÓ DE TOMA DE MUESTRA Y ANALISIS DE LABORATORIO
PARA POLLOS CRIOLLOS Y PAVIPOLLOS CRIADOS EN ALTURA**

N° de Muestra:..... Fecha:.....

Muestra:..... Cantidad:.....

Línea:..... Edad:..... Sexo:.....

Granja:..... Número de Galpón:.....

Solicitante:.....

ANALISIS SOLICITADO

Estudio solicitado	N° de Muestra									
Glucosa										
Proteínas Totales										
Albuminas										
Globulinas										
Triglicéridos										
Colesterol										
Ácido úrico										

Observaciones:

.....

Anexo B: Análisis de varianza para la variable glucosa.

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo	5,477E6	4	1369245,084	883,394	,000
Tipo	13836,430	1	13836,430	8,927	,004
Sexo	9472,128	1	9472,128	6,111	,016
Edad	97909,021	1	97909,021	63,168	,000
Error	117798,615	76	1549,982		
Total	5594778,950	80			

a. R cuadrado = ,979 (R cuadrado corregida = ,978)

Anexo C: Análisis de varianza para la variable proteínas totales.

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo	618,142 ^a	4	154,535	1636,059	,000
Tipo	,403	1	,403	4,270	,042
Sexo	,101	1	,101	1,067	,305
Edad	,588	1	,588	6,228	,015
Error	7,179	76	,094		
Total	625,320	80			

a. R cuadrado = ,989 (R cuadrado corregida = ,988)

Anexo D: Análisis de varianza para la variable albúminas.

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo	154,338 ^a	4	38,585	1087,947	,000
Tipo	,036	1	,036	1,007	,319
Sexo	,012	1	,012	,332	,566
Edad	,084	1	,084	2,364	,128
Error	2,695	76	,035		
Total	157,034	80			

a. R cuadrado = ,983 (R cuadrado corregida = ,982)

Anexo E: Análisis de varianza de para la variable globulinas.

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo	154,752 ^a	4	38,688	633,381	,000
Tipo	,197	1	,197	3,225	,076
Sexo	,180	1	,180	2,940	,091
Edad	,224	1	,224	3,662	,059
Error	4,642	76	,061		
Total	159,394	80			

a. R cuadrado = ,971 (R cuadrado corregida = ,969)

Anexo F: Análisis de varianza para la variable colesterol.

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo	2,462E6	4	615555,815	1207,018	,000
Tipo	136,242	1	136,242	,267	,607
Sexo	260,642	1	260,642	,511	,477
Edad	332,928	1	332,928	,653	,422
Error	38758,520	76	509,981		
Total	2500981,780	80			

a. R cuadrado = ,985 (R cuadrado corregida = ,984)

Anexo G: Análisis de varianza para la variable triglicéridos.

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo	374105,143 ^a	4	93526,286	724,813	,000
Tipo	111,581	1	111,581	,865	,355
Sexo	412,959	1	412,959	3,200	,078
Edad	11694,899	1	11694,899	90,633	,000
Error	9806,665	76	129,035		
Total	383911,808	80			

a. R cuadrado = ,974 (R cuadrado corregida = ,973)

Anexo H: Análisis de varianza para la variable ácido úrico.

Origen	Suma de cuadrados tipo III	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Modelo	3079,226 ^a	4	769,806	930,162	,000
Tipo	,422	1	,422	,510	,477
Sexo	,961	1	,961	1,162	,285
Edad	5,990	1	5,990	7,237	,009
Error	62,898	76	,828		
Total	3142,124	80			

a. R cuadrado = ,980 (R cuadrado corregida = ,979)

Anexo I: Resultados de análisis bioquímicos en pavipollos y pollos criollos criados en altura.

LÍNEA	SEXO	EDAD semanas	N°	Glucosa (mg/dL)	Proteínas (g/dL)	Albúminas (g/dL)	Globulinas (g/dL)	Colesterol (g/dL)	Triglicéridos (mg/dL)	Ácido Úrico (mg/dL)
Pavipollo	Macho	3	1	232.03	3.26	1.42	1.83	157.23	46.59	6.96
Pavipollo	Macho	3	2	223.16	3.05	1.36	1.69	177.93	46.59	6.27
Pavipollo	Macho	3	3	177.23	3.26	1.61	1.65	170.89	66.80	6.62
Pavipollo	Macho	3	4	214.70	3.68	1.73	1.94	215.56	46.59	5.61
Pavipollo	Macho	3	5	241.32	3.05	1.73	1.32	177.93	46.59	6.27
Pavipollo	Macho	3	6	223.16	3.26	1.42	1.83	200.00	66.80	7.32
Pavipollo	Macho	3	7	177.23	3.05	1.42	1.63	170.89	66.80	7.68
Pavipollo	Macho	3	8	206.59	2.45	1.36	1.09	96.24	46.59	6.27
Pavipollo	Macho	3	9	177.23	3.46	1.48	1.98	177.93	66.80	5.94
Pavipollo	Macho	3	10	214.70	2.65	0.89	1.76	177.93	66.80	6.27
Pavipollo	Hembra	3	11	177.23	3.26	1.80	1.45	157.23	46.59	6.27
Pavipollo	Hembra	3	12	198.82	3.05	1.48	1.57	185.13	66.80	6.62
Pavipollo	Hembra	3	13	164.09	2.45	1.31	1.15	150.61	46.59	6.62
Pavipollo	Hembra	3	14	261.39	3.26	1.61	1.65	170.89	46.59	6.27
Pavipollo	Hembra	3	15	206.59	3.05	1.42	1.63	177.93	46.59	6.62
Pavipollo	Hembra	3	16	251.09	3.05	1.42	1.63	185.13	46.59	6.27
Pavipollo	Hembra	3	17	272.27	2.85	1.61	1.24	170.89	46.59	7.68
Pavipollo	Hembra	3	18	223.16	2.45	1.36	1.09	192.48	66.80	5.94
Pavipollo	Hembra	3	19	214.70	2.85	1.31	1.54	144.11	66.80	4.97

Pavipollo	Hembra	3	20	241.32	2.85	1.67	1.18	170.89	46.59	6.96
Pollo criollo	Macho	3	21	191.35	2.65	1.31	1.34	150.61	56.57	6.27
Pollo criollo	Macho	3	22	283.82	3.05	1.73	1.32	200.00	66.80	8.42
Pollo criollo	Macho	3	23	198.82	2.65	1.14	1.51	192.48	46.59	5.61
Pollo criollo	Macho	3	24	170.55	2.26	1.36	0.90	207.69	46.59	6.62
Pollo criollo	Macho	3	25	206.59	3.26	1.42	1.83	144.11	66.80	5.61
Pollo criollo	Macho	3	26	251.09	2.45	1.04	1.41	119.32	46.59	8.42
Pollo criollo	Macho	3	27	206.59	2.65	1.31	1.34	192.48	66.80	5.94
Pollo criollo	Macho	3	28	283.82	2.85	1.36	1.48	177.93	46.59	6.27
Pollo criollo	Macho	3	29	223.16	2.65	1.42	1.23	163.99	66.80	6.96
Pollo criollo	Macho	3	30	241.32	2.65	1.48	1.17	170.89	46.59	6.62
Pollo criollo	Hembra	3	31	296.11	3.05	1.73	1.32	137.74	66.80	7.68
Pollo criollo	Hembra	3	32	214.70	2.26	1.25	1.01	192.48	46.59	7.68
Pollo criollo	Hembra	3	33	198.82	2.45	1.42	1.03	200.00	56.57	7.32
Pollo criollo	Hembra	3	34	261.39	2.85	1.31	1.54	163.99	46.59	5.29
Pollo criollo	Hembra	3	35	296.11	3.05	1.54	1.51	163.99	46.59	6.27
Pollo criollo	Hembra	3	36	191.35	2.45	1.25	1.20	177.93	66.80	5.61
Pollo criollo	Hembra	3	37	191.35	3.05	1.87	1.18	125.35	56.57	5.94
Pollo criollo	Hembra	3	38	232.03	2.85	1.14	1.70	192.48	56.57	6.27
Pollo criollo	Hembra	3	39	272.27	2.45	1.20	1.26	192.48	46.59	5.61
Pollo criollo	Hembra	3	40	241.32	2.65	1.14	1.51	192.48	66.80	4.97

LINEA	SEXO	EDAD semanas	N°	Glucosa (mg/dL)	Proteínas (g/dL)	Albúminas (g/dL)	Globulinas (g/dL)	Colesterol (g/dL)	Triglicéridos (mg/dL)	Ácido Úrico (mg/dL)
Pavipollo	Macho	8	41	206.59	2.85	1.61	1.24	192.48	99.09	7.32
Pavipollo	Macho	8	42	223.16	2.65	1.48	1.17	207.69	99.09	6.27
Pavipollo	Macho	8	43	261.39	2.85	1.20	1.65	200.00	66.80	5.61
Pavipollo	Macho	8	44	296.11	2.45	1.42	1.03	157.23	110.44	8.42
Pavipollo	Macho	8	45	309.26	2.26	1.20	1.06	150.61	66.80	4.97
Pavipollo	Macho	8	46	232.03	2.65	1.14	1.51	192.48	66.80	6.27
Pavipollo	Macho	8	47	296.11	2.45	1.20	1.26	192.48	66.80	6.62
Pavipollo	Macho	8	48	272.27	3.05	1.31	1.74	200.00	77.28	4.97
Pavipollo	Macho	8	49	241.32	3.05	1.54	1.51	192.48	88.04	5.61
Pavipollo	Macho	8	50	241.32	2.45	1.25	1.20	125.35	77.28	4.97
Pavipollo	Hembra	8	51	272.27	2.85	1.36	1.48	163.99	66.80	5.94
Pavipollo	Hembra	8	52	283.82	2.26	1.14	1.12	170.89	77.28	5.94
Pavipollo	Hembra	8	53	309.26	2.65	1.54	1.11	192.48	66.80	4.66
Pavipollo	Hembra	8	54	261.39	3.05	1.36	1.69	192.48	66.80	6.27
Pavipollo	Hembra	8	55	241.32	2.65	1.31	1.34	170.89	88.04	5.94
Pavipollo	Hembra	8	56	338.62	2.85	1.25	1.60	185.13	77.28	6.62
Pavipollo	Hembra	8	57	296.11	2.65	1.54	1.11	192.48	66.80	4.97
Pavipollo	Hembra	8	58	355.19	2.45	1.25	1.20	177.93	66.80	5.61
Pavipollo	Hembra	8	59	214.70	3.26	1.73	1.52	157.23	77.28	8.42
Pavipollo	Hembra	8	60	373.34	2.26	1.14	1.12	177.93	77.28	5.94
Pollo criollo	Macho	8	61	261.39	2.85	1.14	1.70	177.93	88.04	4.35

Pollo criollo	Macho	8	62	296.11	2.45	1.31	1.15	192.48	99.09	5.94
Pollo criollo	Macho	8	63	323.37	2.45	1.42	1.03	170.89	88.04	5.94
Pollo criollo	Macho	8	64	309.26	2.85	1.54	1.31	185.13	110.44	5.61
Pollo criollo	Macho	8	65	261.39	3.26	1.54	1.71	207.69	77.28	5.61
Pollo criollo	Macho	8	66	338.62	2.45	1.25	1.20	170.89	66.80	6.96
Pollo criollo	Macho	8	67	283.82	2.65	1.42	1.23	150.61	66.80	6.96
Pollo criollo	Macho	8	68	323.37	3.05	1.42	1.63	200.00	77.28	7.32
Pollo criollo	Macho	8	69	283.82	2.45	1.31	1.15	200.00	77.28	4.97
Pollo criollo	Macho	8	70	309.26	3.05	1.36	1.69	131.49	88.04	5.61
Pollo criollo	Hembra	8	71	261.39	3.05	1.42	1.63	192.48	88.04	5.61
Pollo criollo	Hembra	8	72	198.82	3.05	1.42	1.63	144.11	99.09	4.97
Pollo criollo	Hembra	8	73	323.37	2.45	1.25	1.20	137.74	99.09	6.96
Pollo criollo	Hembra	8	74	323.37	2.65	1.42	1.23	215.56	66.80	6.62
Pollo criollo	Hembra	8	75	309.26	2.45	1.31	1.15	150.61	77.28	5.29
Pollo criollo	Hembra	8	76	373.34	2.85	1.73	1.11	192.48	66.80	5.29
Pollo criollo	Hembra	8	77	373.34	2.65	1.42	1.23	150.61	77.28	5.94
Pollo criollo	Hembra	8	78	373.34	2.45	1.25	1.20	200.00	66.80	6.62
Pollo criollo	Hembra	8	79	323.37	2.26	1.20	1.06	177.93	77.28	4.97
Pollo criollo	Hembra	8	80	373.34	2.65	1.14	1.51	157.23	66.80	4.04