



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

DETERMINACIÓN DEL ESTATUS SANITARIO PARCIAL A TRAVÉS DEL ANÁLISIS SANGUÍNEO
EN PAVOS REALES (*PAVO CRISTATUS*) PROVENIENTES DE CAUTIVERIO,
EN LA FINCA MARÍA, PARROQUIA YARUQUÍ, PICHINCHA

Trabajo de Titulación presentado en conformidad con los requisitos establecidos
para optar por el título de Médico Veterinaria y Zootecnia

Profesor Guía

MV. M. Ph. D. Sc. Alexander Genoy-Puerto

Autora

Rosa Valeria Páramo Montalvo

Año
2017

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

“Declaro haber dirigido este trabajo a través de reuniones periódicas con el estudiante, orientando sus conocimientos y competencias para un eficiente desarrollo del tema escogido y dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los trabajos de titulación.”

Alexander Genoy-Puerto
MV. M. Ph. D. Sc.
1757589278

DECLARACIÓN DEL PROFESOR CORRECTOR

“Declaro haber revisado este trabajo, dando cumplimiento a todas las disposiciones vigentes que regulan los Trabajos de Titulación”.

Alexandra Angulo
CI 1714976295

DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

Declaro que este trabajo original, de mi autoría, que se han citado las fuentes correspondientes y que en su ejecución se respetaron las disposiciones legales que protegen los derechos de autor vigentes.

Rosa Valeria Páramo Montalvo
C.C.1723511448

AGRADECIMIENTOS

A mis padres por su amor, apoyo y confianza. A mis hermanos por su apoyo. Al Dr. Alexander Genoy por compartir sus conocimientos y guía durante el desarrollo de este trabajo.

Al Dr. Leonardo Arias por sus invaluable aportes y colaboración durante este proceso.

A las directivas de Universidad De Las Américas, a la Dra. Mayra Rojas Carrillo y personal técnico.

DEDICATORIA

A Dios mi luz, mi camino mi guía. A mi padre que es mi fortaleza. A mi mami, amiga y compañera. A mis hermanos y amigos que con su apoyo me dieron la oportunidad de cumplir con todos mis objetivos profesionales, y a todas las personas que estuvieron brindándome apoyo durante mi etapa estudiantil, que me enseñaron valores de responsabilidad, gratitud, solidaridad y respeto a la vida.

RESUMEN

El conocimiento de los valores hematológicos normales de los pavos reales (*Pavo cristatus*) sin duda es de gran ayuda para dilucidar el estado sanitario de una explotación en general. Este estudio se basó en la determinación de dichos valores, y como un estudio piloto para poder referenciar los parámetros dentro de lo normal. La investigación se realizó con 14 animales, nueve hembras y cinco machos. La muestra de sangre se tomó de la vena cutánea cubital, las muestras se colectaron en tubos con anticoagulante EDTA, para el hemograma, mientras que una pequeña cantidad de sangre se utilizó para realizar el extendido sanguíneo. Las variables evaluadas para hemograma fueron: hematocrito, hemoglobina, proteínas totales, recuento total de eritrocitos, recuento leucocitario total, recuento leucocitario diferencial, VCM (volumen corpuscular medio), HCM (hemoglobina corpuscular media), CHCM (Concentración de hemoglobina corpuscular media). Para el análisis de resultados se utilizó referencias de otras especies de aves próximas a los animales en estudio. La primera comparación se hizo entre machos y hembras teniendo los siguientes resultados: los monocitos, el recuento eritrocitario, el volumen corpuscular medio y la concentración de hemoglobina fueron mayores en las hembras, mientras tanto el hematocrito, proteínas plasmáticas, hemoglobina, el recuento leucocitario, eosinófilos, basófilos, heterófilos, trombocitos y la hemoglobina corpuscular media fueron mayores en machos. Los únicos resultados similares fueron los linfocitos. Mediante el análisis estadístico de la prueba de Mann-Whitney los parámetros sanguíneos que tuvieron diferencias significativas entre machos y hembras fueron: el hematocrito ($w= 56,0$; $p= 0,0164$), hemoglobina ($w= 53,0$; $p= 0,0420$), heterófilos ($w= 15,0$; $p= 0,0034$) y CHCM ($w= 21,0$; $p= 0,0325$). Los resultados evidenciados en esta investigación podrán servir como base para nuevos estudios, sobre enfermedades que afecten a pavos reales, ya que se puede tomar como referencia los parámetros hematológicos obtenidos de estas aves con condiciones adecuadas de salud, y seguir el modelo de manejo.

ABSTRACT

Knowledge of the normal hematological values of Indian peafowl (*Pavo cristatus*) is certainly of great help in guiding the health status of a farm in general. This study was based on the determination of these values, and as a pilot study to be able to reference parameters within normal. The investigation was performed with 14 animals, nine females and five males, the blood sample was taken from the ulnar cutaneous vein. Samples were collected in tubes with anticoagulant for the blood count, while a small amount of blood was used to perform the extended blood. The hematological values were Hematocrit, hemoglobin, total protein, total erythrocyte count, total leukocyte count, differential leukocyte count, MCV (mean corpuscular volume), HCM (mean corpuscular hemoglobin) and MCHC (mean corpuscular hemoglobin concentration). For the analysis of results were used references of other species of birds close to the animals under study. The first comparison was made between males and females having the following results: monocytes, erythrocyte count, mean corpuscular volume and hemoglobin concentration were higher in females, meanwhile hematocrit, plasma proteins, hemoglobin, leukocyte count, eosinophils, basophils, heterophils, thrombocytes and mean corpuscular hemoglobin were higher in males. The only similar results were lymphocytes. By means of statistical analysis of the Mann-Whitney test, blood parameters that had significant differences between males and females were hematocrit ($w = 56,0$; $p = 0.0164$), hemoglobin ($w = 53,0$; $P = 0.0420$), heterophils ($w = 15,0$, $p = 0,0325$). The results evidenced in this research may serve as a basis for new studies on diseases that affect Indian peafowl, since it is possible to take as a reference the hematological parameters obtained from these birds with healthy conditions. In addition to being able to follow the model of handling them.

ÍNDICE

1	CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN.....	1
1.1	Objetivos.....	1
1.1.1	Objetivo general.....	1
1.1.2	Hipótesis.....	2
2	CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO.....	3
2.1	Clasificación taxonómica.....	3
2.2	Distribución geográfica.....	3
2.2.1	Descripción física.....	4
2.2.2	Hábitat.....	4
2.2.3	Comportamiento.....	4
2.2.4	Reproducción.....	4
2.2.5	Alimentación.....	5
2.3	Exploración sistemática en aves.....	5
2.4	Hematología en aves.....	6
2.4.1	Valores referenciales de hematología en aves.....	6
2.5	Células sanguíneas en aves.....	7
2.5.1	Eritrocitos.....	8
2.5.2	Leucocitos.....	9
2.5.3	Linfocitos.....	9
2.5.4	Monocitos.....	10
2.5.5	Heterófilos.....	10
2.5.6	Eosinófilos.....	11
2.5.7	Basófilo.....	12
2.5.8	Trombocitos.....	12
2.5.9	Hemoparásitos.....	13
3	CAPÍTULO III: METODOLOGÍA.....	15
3.1	Área de estudio.....	15
3.1.1	Ubicación geográfica.....	15

3.1.2	Infraestructura.....	15
3.2	Animales y manejo.....	16
3.3	Toma de muestras.....	16
3.3.1	Contención física.....	16
3.3.2	Toma de muestra.....	17
3.4	Metodologías de laboratorio.....	18
3.4.1	Hemograma.....	19
3.4.2	Hematocrito.....	19
3.4.3	Proteínas totales.....	20
3.4.4	Estimación de la hemoglobina.....	21
3.4.5	Índices hematométricos.....	22
3.4.6	Conteo total de eritrocitos y leucocitos.....	22
3.4.7	Frotis sanguíneo.....	24
3.4.8	Recuento diferencial de leucocitos.....	26
3.4.9	Recuento de trombocitos.....	26
3.4.10	Identificación de hemoparásitos.....	27
3.5	Método estadístico.....	27
4	CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	30
4.1	Morfología celular.....	30
4.1.1	Heterófilo.....	30
4.1.2	Eosinófilo.....	30
4.1.3	Basófilo.....	31
4.1.4	Monocito.....	32
4.1.5	Linfocito.....	33
4.1.6	Trombocitos.....	34
4.2	Perfil hematológico.....	37
4.2.1	Comparación entre hembras y machos.....	37
4.2.2	Parámetros significativos estadísticamente.....	37
4.2.3	Parámetros no significativos estadísticamente.....	40
4.2.4	Comparación de resultados con otros estudios.....	42
4.2.5	Hemoparásitos.....	45

5	CAPÍTULO V: CONCLUSIONES	46
6	RECOMENDACIONES	47
	REFERENCIAS	48
	ANEXOS	51

1 CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN

La utilización de las técnicas de laboratorio en la práctica veterinaria, es una herramienta valiosa, pues aporta información relevante en el momento de confirmar un diagnóstico. El hemograma es uno de los estudios de rutina con mayor importancia, cuyos parámetros normales, pueden ser un indicador del buen estado de salud del animal (Gálvez *et al.*, 2009, p. 178).

Por esta razón, el presente estudio, se centró en medir los valores hematológicos de los pavos reales (*Pavo cristatus*) provenientes de cautiverio, en la finca María, Parroquia Yaruquí, Pichincha, con el fin de determinar el estatus sanitario parcial en el que se encuentran los individuos.

La realización de este tipo investigaciones es de gran importancia, ya que, como lo menciona Verdugo (2004), la sangre es un elemento que participa en la mayoría de los procesos del organismo. Las variaciones de sus parámetros permiten la detección de lesiones o mecanismos alterados existentes en ella. Para realizar una correcta interpretación de los resultados, el médico veterinario debe compararlos con valores referenciales adecuados, por lo que debe disponer de valores de especies en particular, los cuales, desafortunadamente, no siempre son accesibles.

Es por ello la importancia del estudio, donde se determinó rangos hematológicos cualitativa y cuantitativamente, de pavos reales que clínicamente se encontraron sanos, ya que no se hallaron estudios previos en el país que aporten con dicha información.

1.1 Objetivos

1.1.1 Objetivo general

Determinar el estatus sanitario parcial a través del análisis sanguíneo en pavos reales (*Pavo cristatus*) provenientes de cautiverio, en la finca María, Parroquia Yaruquí, Pichincha

1.1.1.1 Objetivo específicos

- Establecer los valores hematológicos de pavos reales (*Pavo cristatus*) a través de la evaluación cualitativa y cuantitativa de las células sanguíneas, aplicando métodos manuales a las diferentes muestras.
- Determinar la presencia de hemoparásitos, mediante el método de observación del extendido sanguíneo.
- Aportar con extendidos sanguíneos de aves silvestres, como material de enseñanza, para la clase de Medicina de la Conservación de la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de las Américas.

1.1.2 Hipótesis

Ho. Los valores hematológicos reflejan un estado sanitario adecuado para la especie objeto de estudio a pesar de las diferencias que puedan existir entre machos y hembras.

H1. Los valores hematológicos muestreados reflejan un estado sanitario de estrés crónico por cautiverio para la especie objeto de estudio a pesar de las diferencias que puedan existir entre machos y hembras.

2 CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO

2.1 Clasificación taxonómica

El pavo real se clasifica taxonómicamente de la siguiente forma (Perrins, 2006, p.169).

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Clase: Aves

Orden: Galliformes

Familia: Phasianidae

Especie: *Pavo cristatus*

2.2 Distribución geográfica

Como se observa en la Figura 1, el pavo real es endémico de la India, Pakistán, Sur del Himalaya, Nepal y Sri Lanka. También es encontrado en algunos lugares de Europa, pero, debido a su alta adaptabilidad, se lo puede localizar en todo el mundo en la actualidad (Jackson, 2006, p.15).



Figura 1. Distribución geográfica del pavo real (Grewal, Harvey y Pfister, 2002, p.57)

2.2.1 Descripción física.

Un macho adulto puede llegar a medir 47cm con las alas extendidas y desde la punta de la cabeza a la punta de la cola de 1.80 a 2.30m, con un peso de 4 a 6Kg. Mientras que la hembra adulta aproximadamente puede alcanzar los 42cm con las alas extendidas y desde la punta de la cabeza a la punta de la cola de 90 a 100cm, y un peso de 2.5 a 4kg. Los pavos reales presentan un dimorfismo sexual muy marcado: los machos son caracterizados por su brillante y vistoso plumaje y la longitud de las plumas de la cola, que además poseen una pequeña formación de ojo en cada una de ellas; a diferencia del plumaje de las hembras, que es opaco y corto (Santibanez, 1994, pp. 23-24).

2.2.2 Hábitat.

Los pavos reales son aves terrestres tropicales que viven entre los 900 y 1500msnm. En vida salvaje habitan principalmente en bosques abiertos, sotobosques, villas y áreas cultivadas (Grewal, Harvey y Pfister, 2002, p.57).

2.2.3 Comportamiento

Son aves diurnas y sedentarias, ya que no revelan movimientos migratorios y tienen establecidos sus territorios, es así que ante la presencia de otro macho se pueden suscitar peleas por el mismo (Santibanez, 1994, p. 25). Su promedio de vida es entre 20 a 25 años (Jackson, 2006, p. 24).

2.2.4 Reproducción

Son aves polígamas que alcanzan su madurez sexual alrededor de los 2 años las hembras y a los 3 años los machos. El cortejo del macho siempre ha sido un espectáculo debido a su elaborada exhibición y famosa danza, en la cual la hembra elige al macho orientada según la belleza de las plumas de la cola, seleccionando al más ornamentado y al superviviente de mayor experiencia (Perrins, 2006, p.162).

Las hembras anidan generalmente sobre el suelo con una postura alrededor de 3 a 6 huevos y con un periodo de incubación de 28 a 30 días. Las crías tardan

de 1 a 2 días en salir del nido y les toma pocas semanas llegar a ser independientes (Jiménez, Domingo, Crosta y Martínez, 2009, p. 182).

2.2.5 Alimentación

Se les considera animales omnívoros, que se alimentan por lo general en arboles altos metódicamente de materia vegetal, de invertebrados, reptiles y roedores en pocas porciones (Grewal, Harvey y Pfister, 2002, p.57).

2.3 Exploración sistemática en aves

La exploración física se la debe realizar cuidadosamente desde la cabeza hasta las extremidades, asegurándonos de que no se nos olvide nada.

Tabla 1. Exploración sistemática en aves

Estructura	Exploración
Pico	Aspecto normal, simétrico bilateral, consistencia normal. Sin lesiones.
Orificios nasales	Tamaño y aspecto concordantes. Presencia o ausencia de exudados
Mucosa bucal	Color normal, sin lesiones. Aspecto normal de estructuras asociadas
Oídos	Exudados, miasis, cuerpos extraños
Cuello/buche	Inflamación, impactación del buche
Cuerpo (craneal)	Lesiones, heridas, inflamación
Cuerpo (caudal)	Heridas, lesiones, inflamación
Cloaca	Inflamación de los labios cloacales. Infiltración de uratos/heces.
Alas	Heridas, lesiones, fracturas, dislocaciones, plumas primarias, secundarias y coberteras normales
Cola	Plumas intactas, marcas de estrés, lesiones
Glándula uropigia	Presente (ausente en algunas aves). Descarga normal/anormal, inflamación, presencia de aceite
Patas	Igual que en alas
Pies	Inflamaciones, lesiones, heridas, infección de las patas.

Tomado de: Samour, 2010, p. 23.

2.4 Hematología en aves

La hematología, definida como la ciencia que estudia las variaciones y características de los componentes de la sangre, es utilizada frecuentemente como un indicador de condición nutricional, fisiológica y de salud en aves (Urdiales, 2006, p. 9). La sangre cumple con numerosas funciones, como la absorción y transporte de nutrientes, gases sanguíneos, la eliminación de productos de desechos metabólicos, transporte de hormonas de glándulas endocrinas y regulación de la temperatura corporal (Verdugo, 2004). En general, los principios básicos de la hematología en mamíferos son los que se aplican en hematología aviar, con pocas diferencias y modificaciones (Campbell y Ellis, 2007, p. 3).

Debido a que la sangre es un elemento que participa de forma directa e indirecta en la mayoría de los procesos del cuerpo, sus variaciones ayudan a detectar lesiones o mecanismos alterados existentes en ella, siendo muy manejada para el diagnóstico y monitoreo de enfermedades en aves. Para interpretar los resultados de laboratorio, el veterinario debe compararlos con valores referenciales adecuados, por lo que debe disponer de valores de especies en particular, los cuales, desafortunadamente, no siempre son accesibles (Verdugo, 2004).

2.4.1 Valores referenciales de hematología en aves

Conocer los rangos hematológicos referenciales en aves nos permitirá orientarnos hacia una idea general, ya que no siempre se puede contar con valores referenciales específicos de cada especie.

Tabla 2 Rangos hematológicos en aves

Parámetro	Valor
Recuento de eritrocitos	2,5-4,5 x 10 ¹² /L
Recuento de leucocitos	3-11 x10 ⁹ /L
Concentración de hemoglobina	11-19 g/dL
Valor hematocrito	0,4-0,55 l/L
Recuento diferencial leucocitos: Heterófilos (= neutrófilos en mamíferos)	30-75%
Linfocitos	20-65%
Basófilos	0-5%
Eosinófilos	0-5%
Monocitos	0-5 %

Tomado de: Gálvez, *et al.* (2009, p. 182)

Basados en una investigación en la India en 69 pavos reales sanos en cautiverio, se pudo dar a conocer lo que se pretendería afirmar como uno de los estudios hematológicos pioneros en estas aves

Tabla 3 Rangos hematológicos en pavo real de la India adulto en cautiverio

Parámetro	Valor
Recuento de eritrocitos	1.79–3.51 x 10 ¹² /L
Hemoglobina	11.60–17.90 g/dL
Hematocrito	32.0–46.0%
Volumen corpuscular medio	131.0–196.8 fL
Hemoglobina corpuscular media	50.90–73.70 pg
Concentración de hemoglobina corpuscular media	34.10–38.90 g/dL
Recuento de leucocitos	3.80–18.90 x10 ⁹ /L
Heterófilos	1.01–13.20 x10 ⁹ /L
Linfocitos	1.27–10.20 x10 ⁹ /L
Monocitos	0.00–0.50 x10 ⁹ /L
Eosinófilos	0.00–0.74 x10 ⁹ /L
Basófilos	0.00–0.40 x10 ⁹ /L
Trombocitos	15.4–69.20 x10 ⁹ /L

Tomado de: Samour, Naldo, Rahman y Sakkir (2010, p. 102).

2.5 Células sanguíneas en aves

Son reconocidos dos grupos celulares, los eritrocitos y leucocitos. Dentro de los leucocitos se estudian a los linfocitos y monocitos (mononucleares) y los granulocitos como los heterófilos, eosinófilos y basófilos. Además, en estas

células se considera también a los trombocitos en los estudios hematológicos. A continuación, se presenta las principales características morfológicas de estas células sanguíneas.

2.5.1 Eritrocitos

Los eritrocitos maduros de las aves son células elípticas con un núcleo centrado, generalmente más largos que los eritrocitos de los mamíferos, pero más pequeños que los eritrocitos de anfibios y reptiles (ver Figura 2). El tamaño de los eritrocitos varía según la especie, pero generalmente sus rangos oscilan entre 10.7 x 6.1µm y 15.8 x 10.2µm (Campbell y Ellis, 2007, p.9). Típicamente el núcleo que se encuentra centralmente posicionado y ovalado se tiñe de morado, mientras que el citoplasma aparece anaranjado-rosado con la tinción de Romanowsky (Wright's, Giemsa, etc.). (Glomski y Pica, 2012, p. 1).

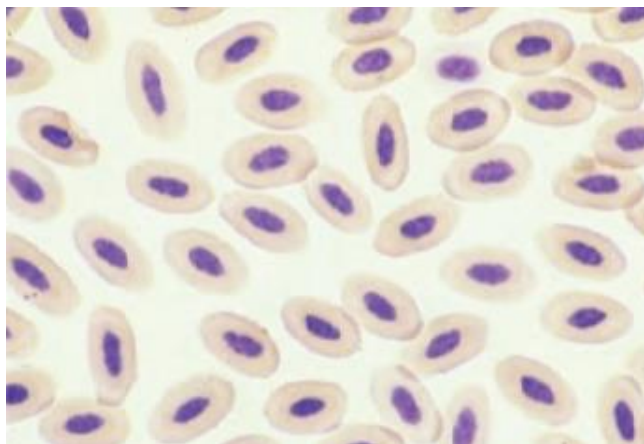


Figura 2. Eritrocito normal de ave: tinción de Wright's 1000x (Campbell y Ellis, 2007, p.9).

Los eritrocitos inmaduros son ligeramente más largos que los maduros y poseen un citoplasma con gránulos y un pequeño núcleo condensado y se desarrollan más apresuradamente, encontrando un bajo porcentaje de células inmaduras al valorar un recuento de eritrocitario (Verdugo, 2004).

En general, el recuento total eritrocitario y el hematocrito incrementa con la edad y el sexo, reflejando un aumento en los machos, debido a que los

andrógenos y la tiroxina estimulan la eritropoyesis, mientras que los estrógenos la deprimen (Campbell y Ellis, 2007, p.9).

2.5.2 Leucocitos

La leucopoyesis en aves normales es similar a la de los mamíferos, debido a que los leucocitos son liberados hacia la circulación periférica solo cuando se encuentran maduros (Campbell y Ellis, 2007, p.18). Los leucocitos de las aves se clasifican en dos principales categorías según el número de lobulaciones observadas en sus núcleos y en base a la presencia de gránulos en su citoplasma: los mononucleares (linfocitos y monocitos) y los granulocitos (heterófilos, eosinófilos y basófilos) (Agustí, 2015, p. 29).

2.5.3 Linfocitos

Los linfocitos de las aves son células mononucleares ovoides o redondas, la mayoría son pequeñas o de mediano tamaño (5 a 10 μm) y en menor número pueden ser grandes (15 μm), el núcleo es redondo y posicionado centralmente con su cromatina intensamente agrupada (ver Figura 3). Presentan un citoplasma basófilo homogéneo que puede contener gránulos azurófilos. Los linfocitos son los leucocitos que comúnmente se encuentran en sangre periférica en mayor abundancia (Ballard y Cheek, 2010).

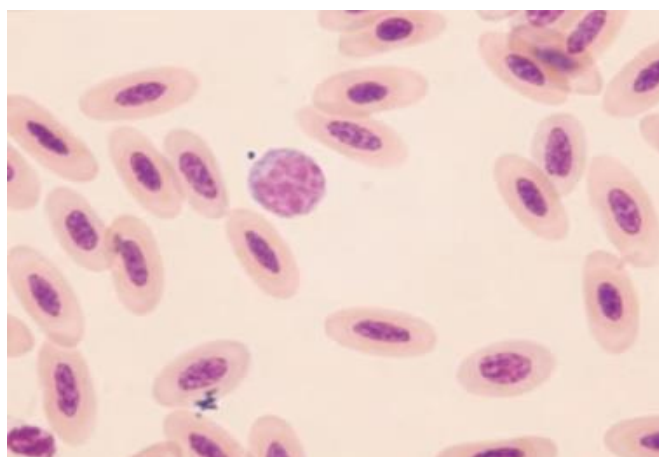


Figura 3. Un linfocito normal y eritrocitos en un extendido de sangre (tinción Wright's, 1000x) (Campbell y Ellis, 2007, p.18).

2.5.4 Monocitos

Los monocitos constituyen el más grande circulante de los leucocitos presentes en la película de sangre. Su forma varía entre redonda y ameboidea y sus núcleos pueden ser redondos o lobulados. El citoplasma es abundante, puede contener vacuolas y se muestra de color azul grisáceo (Campbell y Ellis, 2007, p. 19) (ver Figura. 4). Los monocitos aviares componen el pool circulante manejado para la reposición de macrófagos tisulares y tienen una función similar a los monocitos de los mamíferos que implica en la acción fagocitaria. Además, se encuentran involucrados en el proceso inflamatorio (Agustí, 2015, p. 34).

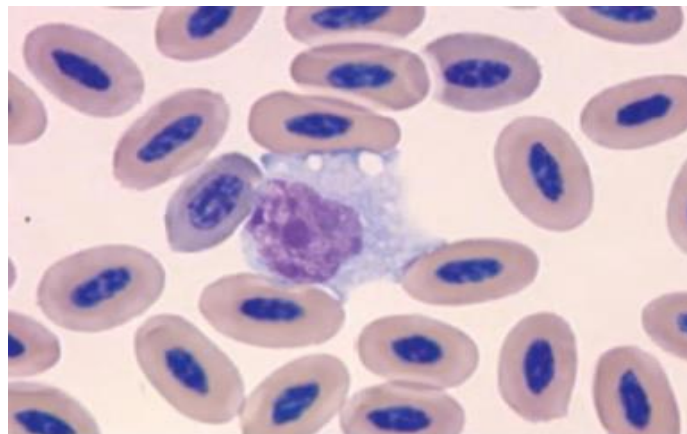


Figura 4. Un monocito y eritrocitos en un extendido de sangre periférica (tinción Wright's, 1000x) (Campbell y Ellis, 2007, p.20).

2.5.5 Heterófilos

El heterófilo de las aves es una célula redonda con un diámetro de 8.8 μ m. Su citoplasma es poco coloreado y posee abundantes gránulos eosinofílicos (naranja, marrón), cuyo tamaño, forma y características generales varían de ave a ave. (Agustí, 2015, p. 34) (ver Figura 5). Los núcleos de un heterófilo normal son bi o trilobulados, teñidos de color púrpura y su cromatina se encuentra fuertemente condensada (Campbell y Ellis, 2007, p.20).

Los heterófilos son los leucocitos más comúnmente observados en un hemograma aviar funcionalmente, el heterófilo se parece al neutrófilo

mamífero; son móviles y pueden ser liberados a vasos sanguíneos para atacar materiales extraños. La heterofilia absoluta es a menudo la que ayuda a la leucocitosis primaria, y la heterofilia por estrés ocurre por las mismas razones que la leucocitosis por estrés y puede presentarse en procesos inflamatorios e infecciosos agudos (Gálvez, Ramírez y Osorio, 2009, p. 183).

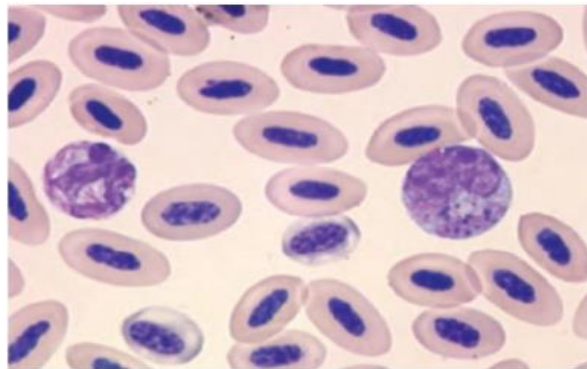


Figura 5. Heterófilo maduro normal (izquierda) y eritrocitos en un extendido de sangre (tinción Wright's, 1000x) (Campbell y Ellis, 2007, p. 21).

2.5.6 Eosinófilos

La mayoría de eosinófilos son similares en tamaño a los heterófilos, pero variables entre especie; su diámetro aproximadamente es de 7.9 μm . Su núcleo es lobulado y sus manchas son más oscuras y contienen gránulos de apariencia redondeada, oval o alargada (Campbell y Ellis, 2007, p. 23) (Ver Figura 6.).

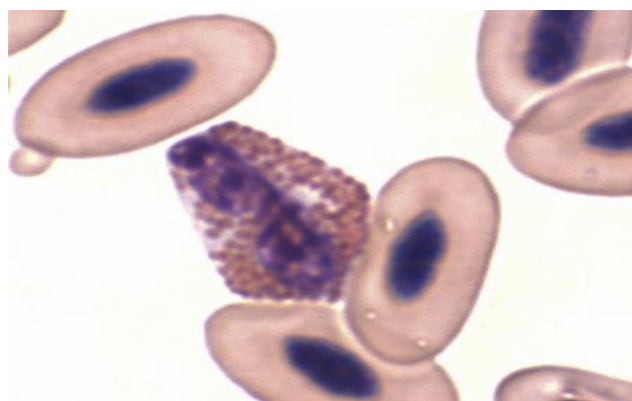


Figura 6. Eosinófilo y eritrocitos en un extendido de sangre (tinción Wright's, 1000x) (Mitchell y Johns, 2008, p. 513).

La función del eosinófilo aviar no se conoce claramente; sin embargo, se ha descrito eosinofilia con reacciones alérgica y parasitismo intestinal, faltando comprobación que demuestre esto (Agustí, 2015, p. 33).

2.5.7 Basófilo

Los basófilos de aves son células de pequeño tamaño redondas, con un núcleo usualmente no lobulado que se posiciona central o excéntricamente, coloreado de azul pálido y escondido bajo los gránulos citoplasmáticos que se tiñen profundamente, lo que lo oscurece (Campbell y Ellis, 2007, p. 23) (ver Figura 7).

Sus gránulos contienen histamina, indicando su intervención en los procesos de inflamación aguda y de hipersensibilidad tipo IV equivalente a las realizadas por los basófilos y mastocitos de los mamíferos (Agustí, 2015, p. 33).

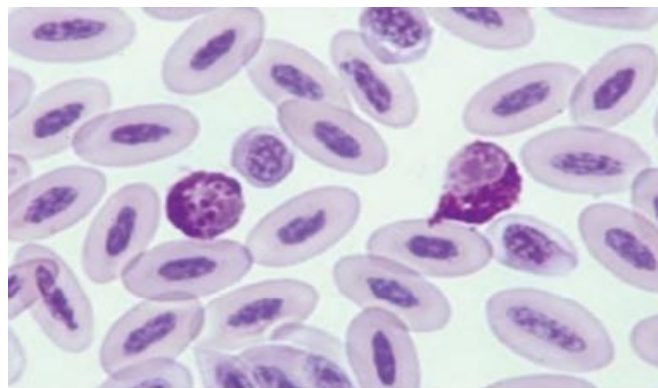


Figura 7. Dos basófilos y eritrocitos en un extendido de sangre periférica (tinción Wright's, 1000x) (Campbell y Ellis, 2007, p. 24).

2.5.8 Trombocitos

Los trombocitos maduros son las segundas células más numerosas encontradas en la sangre (Campbell y Ellis, 2007, p. 32). En aves son células nucleadas redondas ovaladas; su forma puede variar de una especie a otra, pero el citoplasma es menos colorido, como de un gris pálido; son células pequeñas, de menor tamaño que los eritrocitos (Ver Figura 8). Frecuentemente contienen pocos gránulos azurófilos en algunos animales (Ballard y Cheek, 2010).

La principal función de los trombocitos es en la hemostasis, además de participar en la coagulación de la sangre. Juegan un rol importante en la inmunidad innata, debido a que son capaces de fagocitar, y participan en la eliminación de material extraño (bacterias) de la sangre (Campbell y Ellis, 2007, p. 33).

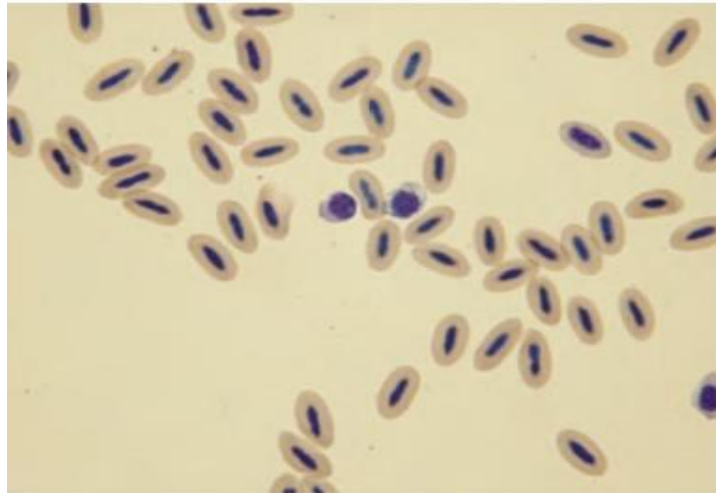


Figura 8. Dos trombocitos en el centro entre eritrocitos (Campbell y Ellis, 2007, p. 34).

2.5.9 Hemoparásitos

Otro aspecto de interés en el estudio hematológico se refiere a comprobar la presencia de agentes patógenos que afectan las células sanguíneas, como son los hemoparásitos, siendo más comunes las especies del género *Haemoproteus*, *Trypanosoma*, *Plasmodium* y *Leucocytozoon*. (Verdugo, 2004)

En general, la presencia de hemoparásitos en aves salvajes no afecta a su salud, sin embargo, infecciones combinadas con *Hemoproteus* y *Leucocytozoon* pueden producir una anemia fatal. La edad y el cautiverio podrían afectar la concurrencia de hemoparásitos (Campbell y Ellis, 2007, p. 35) (ver Figura 9).

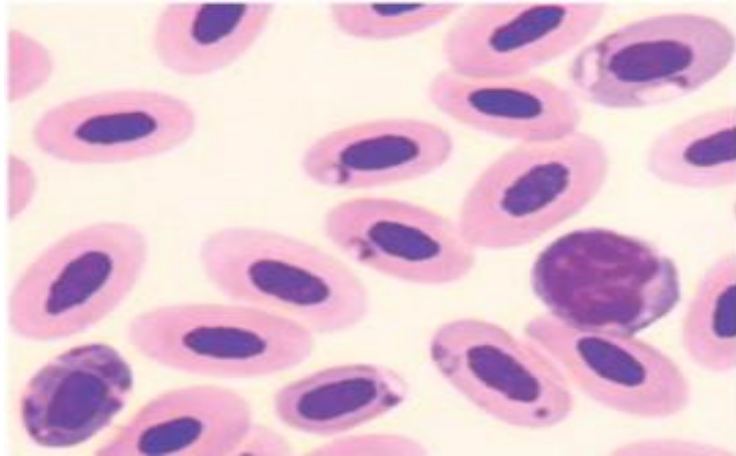


Figura 9. Plasmodium sp. entre el citoplasma de algunos eritrocitos (Clark, Boardman, y Raidal, 2009, p. 129)

3 CAPÍTULO III: METODOLOGÍA

3.1. Área de estudio

El estudio fue realizado en la finca María, que cuenta con un criadero de aves privado. Las siguientes son sus características

3.1.1 Ubicación geográfica

La finca María, que será el centro de investigación, se encuentra ubicada en Yaruquí, que es una de las 33 parroquias rurales del Distrito Metropolitano de Quito, Ecuador, a 32 Km. de esta ciudad. Su localización es de 0 grados 12 minutos 30 segundos latitud sur y 78 grados 20 minutos 0 segundos longitud oeste; se encuentra a 2.527 m. sobre el nivel del mar y tiene una temperatura media de 14 grados centígrados. La humedad relativa es de 86.10% y la precipitación media anual es de 0.40 a 29.40 mm.

3.1.2 Infraestructura

La finca María aloja a diversas especies de aves, principalmente periquitos, loros, canarios, urracas, gallinas de guinea, entre otras, las mismas que comparten el lugar con mamíferos (perros). Las aves se encuentran en aviarios, instalaciones amplias construidas con acero inoxidable, que cuentan con comederos y bebederos limpios; los aviarios son aseados diariamente además de contar con adecuados sistemas de ventilación y control de temperatura. Siendo los pavos reales los únicos que permanecen libres recorriendo toda la finca (ver Figura 10).



Figura 10. Individuos de pavo real (*Pavo cristatus*) en las instalaciones de la finca María donde se puede ver su libre circulación cerca de encierros para otras aves y flora del criadero. Fuente: Genoy-Puerto A., 2016.

3.2 Animales y manejo

La investigación se realizó con la población total de 14 pavos reales (*Pavo cristatus*), 9 hembras y 5 machos, entre jóvenes y adultos.

3.3 Toma de muestras

Para la toma de muestra se realizó primero contención física del ave y posteriormente se tomó la muestra sanguínea.

3.3.1 Contención física

Se realizó una restricción física del animal, como es indicado por Aguilar, Hernandez, Divers et al. (2010). Con la ayuda de una manta, que se colocó suavemente sobre el cuerpo del individuo, se procedió a envolver al animal y se dejó la cabeza al descubierto, lo que permitió sujetarlo del cuello (Ver figura x). No se comprimió el esternón porque esto puede afectar gravemente su respiración. Como eran aves de gran tamaño, se sujetaron ambas patas con las dos manos, incluyendo las plumas de alas y cola, y se utilizaron caperuzas para mantener más tranquilo al animal.



Figura 11. Restricción física de un pavo real (*Pavo cristatus*) para toma de muestra. Fuente. Quien tomó la foto, 2016.

Se realizó una exploración física detenidamente de los pavos reales, lo cual no reflejó ningún tipo de anomalía ni presencia de signos clínicos que contribuyan a la presencia de alguna enfermedad.

3.3.2 Toma de muestra

La muestra de sangre se tomó de la vena cutánea cubital (codo) con agujas de calibre 25G y jeringas de 3ml. (ver Figura 12) La cantidad de muestra colectada no superó el 10 % del peso corporal del ave capturada, sin llegar a sobrepasar los 3ml (Samour, 2010, p. 33). Las muestras fueron colectadas en tubos de tapa morada con anticoagulante EDTA (ácido etilendiaminotetraacético) para el hemograma. Una vez extraída la muestra, se homogeneizó la sangre realizando leves movimientos de arriba para abajo al menos tres veces y así permitir la mezcla de la sangre con el anticoagulante (Núñez y Bouda, 2007, p.11). Las muestras sanguíneas colectadas en estos tubos fueron utilizadas para establecer el perfil hematológico, que fue conformado por hematocrito, hemoglobina, proteínas totales, conteos totales de leucocitos y eritrocitos e índices eritrocitarios.

Una pequeña cantidad, remanentes de sangre que quedó en las jeringas, fue utilizada para realizar el extendido sanguíneo y de él obtener el resto del perfil hematológico (conteo diferencial de leucocitos). (Solórzano, 2015)

Las muestras fueron procesadas en el transcurso de una a dos horas desde su toma; para esto fueron transportadas en un cooler con gel refrigerante hasta el arribo de éstas al Laboratorio de la Universidad de las Américas, en donde su procesamiento no excedió las primeras ocho horas desde que fue tomada la muestra (Núñez y Bouda, 2007, p.13).



Figura 12. Toma de muestra en la vena cutánea cubital. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016.

3.4 Metodologías de laboratorio

Las muestras fueron procesadas para la obtención del hemograma y la identificación de hemoparásitos. Las siguientes son las metodologías empleadas para la obtención de estas variables.

3.4.1 Hemograma

Las variables evaluadas para hemograma fueron: hematocrito, hemoglobina, proteínas totales, recuento total de eritrocitos, recuento leucocitario total, recuento leucocitario diferencial, VCM (volumen corpuscular medio), HCM (hemoglobina corpuscular media), CHCM (concentración de hemoglobina corpuscular media) (Franco, Hoyos, Ramírez y Correa, 2009, p. 69).

3.4.2 Hematocrito

Los tubos para microhematocrito se colocaron en el borde de los tubos con EDTA y por capilaridad se vertió la sangre en ellos hasta completar un tercio del tubo. Del extremo donde entra la sangre se procedió a taponar con plastilina (sellante) cada tubo. Se tomaron dos tubos por muestra de cada animal para posicionar cada uno en los extremos pares dentro de la microcentrifuga. Se centrifugó a 12.000 rpm durante cinco minutos, como resultado quedaban tres capas diferentes en el microtubo, inferior, media y superior. La inferior, de color rojo, estaba conformada por glóbulos rojos y estaba limitada por el sellante y un anillo blanco. La media, de color blanca, conformada por el anillo blanco de glóbulos blancos e iba desde el borde superior de los glóbulos rojos hasta el inicio de la capa superior transparente. La superior, transparente o levemente amarillenta, era el plasma (ver Figura 13) (Samour, 2010, p. 45).

Para la lectura, como se ve en la Figura 14, se colocó el tubo capilar sobre la carta lectora de hematocrito, haciendo que coincidiera el borde inicial de la capa inferior de glóbulos rojos y la línea inferior de la tabla (0%) y el borde final de la capa superior del plasma con la línea superior de la tabla (100%). La línea que pasaba inmediatamente por debajo del fin de la capa de glóbulos rojos marcaba el porcentaje de hematocrito de esa muestra (Samour, 2010, p. 45).



Figura 13. Posicionamiento de tubos para hematocrito dentro de la microcentrífuga en donde se pueden observar las tres capas que quedan tras la centrifugación. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016.



Figura 14. Lectura del hematocrito en la carta de lectura. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016

3.4.3 Proteínas totales

Las proteínas totales plasmáticas se midieron por medio de un refractómetro. (Franco *et al.*, 2009, p. 70). Inicialmente se debe calibrar el refractómetro con agua, la refracción de la misma en el aparato deberá dar en la línea "0".

Posteriormente, para realizar la medición de proteínas totales, el plasma contenido en el tubo capilar fue utilizado. Para esto, se fragmentó cuidadosamente el capilar con la finalidad de separar el volumen de eritrocitos y de los leucocitos del plasma. El contenido líquido se colocó en la cámara del refractómetro para detectar la concentración de proteínas, leyendo el índice de refracción que estas darán en el aparato dado g/dl (ver Figura 15).



Figura 15. Colocación plasma sanguíneo en el refractómetro para lectura.
Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016

3.4.4 Estimación de la hemoglobina

La estimación de hemoglobina en aves resulta complicada debido a que los eritrocitos poseen núcleo, así su estimación se basa en medidas colorimétricas de la hemoglobina liberada tras la lisis de los eritrocitos. De esta forma, para la determinación de hemoglobina fue utilizado el método de Drabkin, el cual consiste en un análisis espectrofotométrico de cianometahemoglobina después de centrifugar (Samour, 2010, p.44).

En tubos de ensayo debidamente identificados y con ayuda de una pipeta automática, se adicionaron 5ml del reactivo de Drabkin y 20 μ l de la muestra. Después, teniendo como objetivo la lisis de los glóbulos rojos y la retirada de sus núcleos de la mezcla entre reactivo y la sangre, la solución fue homogenizada y centrifugada (1200 rpm, 5 minutos). El sobrenadante resultante fue utilizado para el análisis. La muestra fue leída por el espectrofotómetro con 100% de transmisión en 540nm (Samour, 2010, p.44).

3.4.5 Índices hematométricos

Los índices eritrocitarios son determinados según cálculos matemáticos. El volumen corpuscular medio (VCM) se obtiene dividiendo el hematocrito entre el recuento eritrocitario y multiplicándolo por 10. La hemoglobina corpuscular media (HCM) se calcula dividiendo la hemoglobina entre el recuento eritrocitario y multiplicándolo por 10. La concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) se calcula dividiendo la hemoglobina entre el hematocrito y multiplicándolo por 100 (Campbell y Ellis, 2007, p.11)

3.4.6 Conteo total de eritrocitos y leucocitos

Se realizó mediante la técnica manual de Natt y Herrick, que es un método directo. Como se observa en la Figura 16, se colocaron 4 ml de la solución Natt y Herrick en un tubo de vidrio, luego se recogieron 20 μ l de sangre con una pipeta, se limpió la parte final exterior de la punta de la pipeta y se añadió al tubo de vidrio, donde se esperó por tres minutos que se mezcle la sangre con el reactivo (Samour, 2010, pp.43-44).



Figura 16. Suspensión de 20 μl de sangre en 4 ml de Natt y Herrick. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016

Posteriormente, con la ayuda de una pipeta se tomaron 10 μl de la solución mezclada y se procedió a llenar la cámara de Neubauer. Se cubrió la cámara con la lámina de vidrio.

No se debe llenar en exceso la cámara ni permitir que durante el proceso se formen burbujas. Como se ve en la Figura 17, se esperó 5 minutos y se colocó la cámara en el microscopio para proceder al conteo de las células en la cámara de Neubauer en 5x16 cuadrados en el centro de la rejilla de conteo (80 cuadrados pequeños) (Ver figura 18) (Samour, 2010, pp.43-44).

Para el resultado se deberá multiplicar el número de eritrocitos por 10.000 (expresado en eritrocitos/ μl).



Figura 17. Cámara de Neubauer posicionada en el microscopio para hacer el recuento total de eritrocitos y leucocitos en conjunto con trombócitos. Fuente: Genoy-Puerto, A. 201

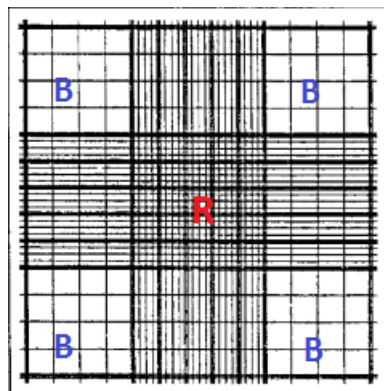


Figura 18. Cámara de Neubauer donde se observan las diferentes áreas de conteo. R= conteo de eritrocitos B= conteo de leucocitos. Fuente: Genoy-Puerto, A. 201

Simultáneamente se realizó el recuento total de leucocitos, que se hace en los 16 cuadrados pequeños en las cuatro esquinas de la cámara (Walberg, 2001, p. 73).

3.4.7 Frotis sanguíneo

Como se observa en la Figura 19, se colocó en uno de los extremos una gota pequeña de sangre, la cual fue directa desde la toma de muestra. Luego se tomó un portaobjeto limpio entre los dedos pulgar y medio que se posicionó en ángulo de 30 a 45° delante de la gota de sangre en donde se esperó hasta que

el borde quedará cubierto uniformemente y se realizó la extensión, deslizando hacia adelante la lámina suave pero firmemente (Meyer y Harvey, 2007, p. 28).

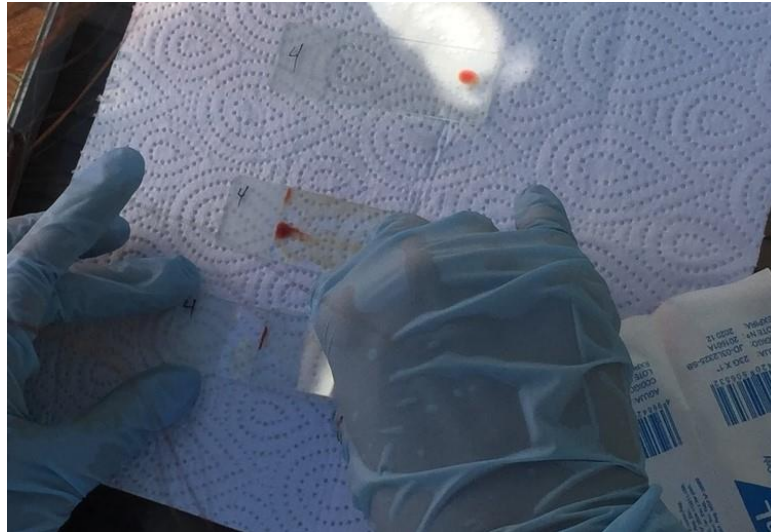


Figura 19. Realización del extendido o frotis sanguíneo. Fuente: Genoy-Puerto, A. 201

Las tinciones que se utilizan habitualmente en la hematología aviar son la tinción de Wright, la tinción de Giemsa, tinción Wright-Giemsa, la tinción de Leishman, de Wright-Leishman, la tinción de May-Grunwald y May-Grunwald-Giemsa. Con las tinciones rápidas, como Rapid Diff o Diff Quick, no se cree que se pueda obtener una calidad adecuada para la diferenciación de estructuras celulares hematológicas sutiles y hematozoos (Samour, 2010, p. 47).

La tinción que se usó fue la de Wright, que consistió en colocar el extendido sanguíneo en un estante para tinción, con la ayuda de una pipeta bañarlo con la misma y dejar que se tiña durante tres minutos; luego se añade una cantidad igual de tampón Sorensen (pH de 6.5-6.8), que se mezcla suavemente hasta que se forme un brillo de color verde metálico dejándolo reposar 6 minutos (Ver Figura 20). A continuación, se lava con el tampón, se limpia la parte de atrás para quitar el exceso de tinción y se deja secar (Samour, 2010, p. 48).

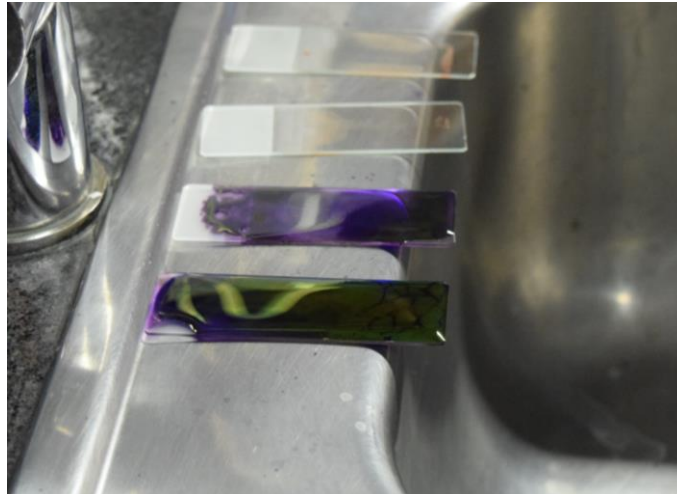


Figura 20. Laminas en el proceso de tinción (Wright). Fuente: Genoy-Puerto, A. 201

3.4.8 Recuento diferencial de leucocitos

Una vez que se tuvo el frotis sanguíneo teñido se procedió a examinar el extendido con aumento de alta potencia (100x) utilizando aceite de inmersión. La zona topográfica recomendada es el borde del frotis, ya que las células sanguíneas se encuentran en una capa y ligeramente segregadas en esta zona, y así se facilita su examen. El número absoluto se obtuvo del porcentaje de leucocitos contados por los leucocitos totales divididos para 100 (Samour, 2010, p.47).

Se identificó en el microscopio los diferentes tipos de células: heterófilos, eosinófilos, basófilos, linfocitos y monocitos. Este número era el valor relativo de las células respectivas. Para obtener el valor absoluto, se calculó con respecto al recuento leucocitario total y los valores relativos de cada célula.

3.4.9 Recuento de trombocitos

El recuento de trombocitos se realizó simultáneamente cuando se hizo el recuento diferencial de leucocitos, calculando el número de trombocitos contados dividido para 100 por los leucocitos (Samour, 2010, p. 49).

3.4.10 Identificación de hemoparásitos

Se preparó un extendido inmediatamente después de la toma de muestra de los animales, con unas pocas gotas residuales de la jeringa.

Se recomienda preparar el frotis en un portaobjetos inmediatamente después de tomada la muestra; de no ser posible, es necesario prepararlo en las siguientes 6 horas después de la extracción de la muestra como máximo, ya que de no hacerlo es posible que se obtengan resultados falsos negativos, pues los parásitos no se observarán en las células (Núñez y Bouda, 2007, p.13).

Luego de obtener el extendido coloreado se procedió a colocar el portaobjetos en el microscopio para su observación, tratando de abarcar la mayor parte de campos posibles. Puede colocarse un cubreobjetos sobre el frotis, ya que el montaje posee varias ventajas como son las de prevenir daños en su transporte, manipulación y mejorar la visualización para ser observados y fotografiados (Samour, 2010, p. 48).

3.5 Método estadístico

Fue utilizado el programa estadístico Minitab® (17.1.0. Minitab Inc., USA). Para la presentación, organización e inferencia inicial de los resultados esta investigación utilizó estadística descriptiva de los diferentes valores y rangos hematológicos encontrados, obteniendo los valores de media, desviación estándar e intervalo (máximo y mínimo).

Inicialmente, con los datos de machos y hembras por cada parámetro sanguíneo se hizo un análisis de varianza, teniendo como objetivo ver si los datos tenían una regularidad. Aquí la hipótesis nula estipuló que las varianzas del parámetro del macho y la de la hembra eran iguales, y la hipótesis alternativa planteó que las varianzas eran diferentes. El nivel de significancia fue 0.05. Valores inferiores a 0,05 rechazaron la H₀, al tener un comportamiento de varianzas diferentes; los valores de los parámetros deberían ser analizados por un modelo estadístico no paramétrico. Si la

hipótesis H1 era aceptada, se infirió que las varianzas eran similares y que los valores de los parámetros deberían ser analizados por un modelo estadístico paramétrico.

Ejemplo para el hematocrito:

Test and CI for Two Variances: HTO (hematocrito) M (macho), HTO H (hembra)
Method

- Null hypothesis $\sigma(\text{HTO M}) / \sigma(\text{HTO H}) = 1 \rightarrow$ Análisis paramétrico
- Alternative hypothesis $\sigma(\text{HTO M}) / \sigma(\text{HTO H}) \neq 1 \rightarrow$ Análisis no paramétrico
- Significance level $\alpha = 0.05$.
- $\sigma =$ varianza

Como se ha observado en el anexo b, el análisis de varianzas de todos los parámetros demostró que los datos debieran ser evaluados por un modelo estadístico no paramétrico. Para tal fin fue utilizado la prueba de Mann-Whitney.

En estadística, la prueba U de Mann-Whitney es una prueba no paramétrica aplicada a dos muestras independientes. Esta prueba realiza lo mismo que la prueba t de Student de forma no paramétrica comprobando la heterogeneidad de dos muestras ordinales

El planteamiento de partida es:

- Las observaciones de ambos grupos son independientes.
- Las observaciones son variables ordinales o continuas.
- Bajo la hipótesis nula, la distribución de partida de ambos grupos es la misma.

- Bajo la hipótesis alternativa, los valores de una de las muestras tienden a exceder a los de la otra: $P(X > Y) + 0.05 P(X = Y) > 0.05$. Esto daría la diferencia significativa entre machos y hembras del parámetro sanguíneo evaluado.

4 CAPÍTULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados de este estudio y su correspondiente interpretación y discusión se presentan en dos partes, resultados de morfología celular y los resultados del perfil hematológico investigado.

4.1 Morfología celular

En esta investigación fueron identificados cinco tipos celulares. En un primer grupo se encontraron células polimorfonucleares y granulocíticas: heterófilos, eosinófilos, basófilos; y un segundo grupo estuvo conformado por células mononucleares a granulocíticas en su citoplasma: monocitos y linfocitos. Sus características morfológicas permitieron una distinción clara y sin lugar a dudas de estas células, tal como se observa en la Figuras 21, 22, 23, 24 y 25. A continuación, sus principales características.

4.1.1 Heterófilo

Células arredondadas con un núcleo lobulado basófilo y gránulos del citoplasma eosinófilicos piriformes (ver figura 21).

4.1.2 Eosinófilo

Células de tamaño similar a los heterófilos, su núcleo es lobulado y basófilo, citoplasma de un color azul claro. Sus gránulos son también arredondados y de una coloración eosinofílica brillante (ver Figura 21).

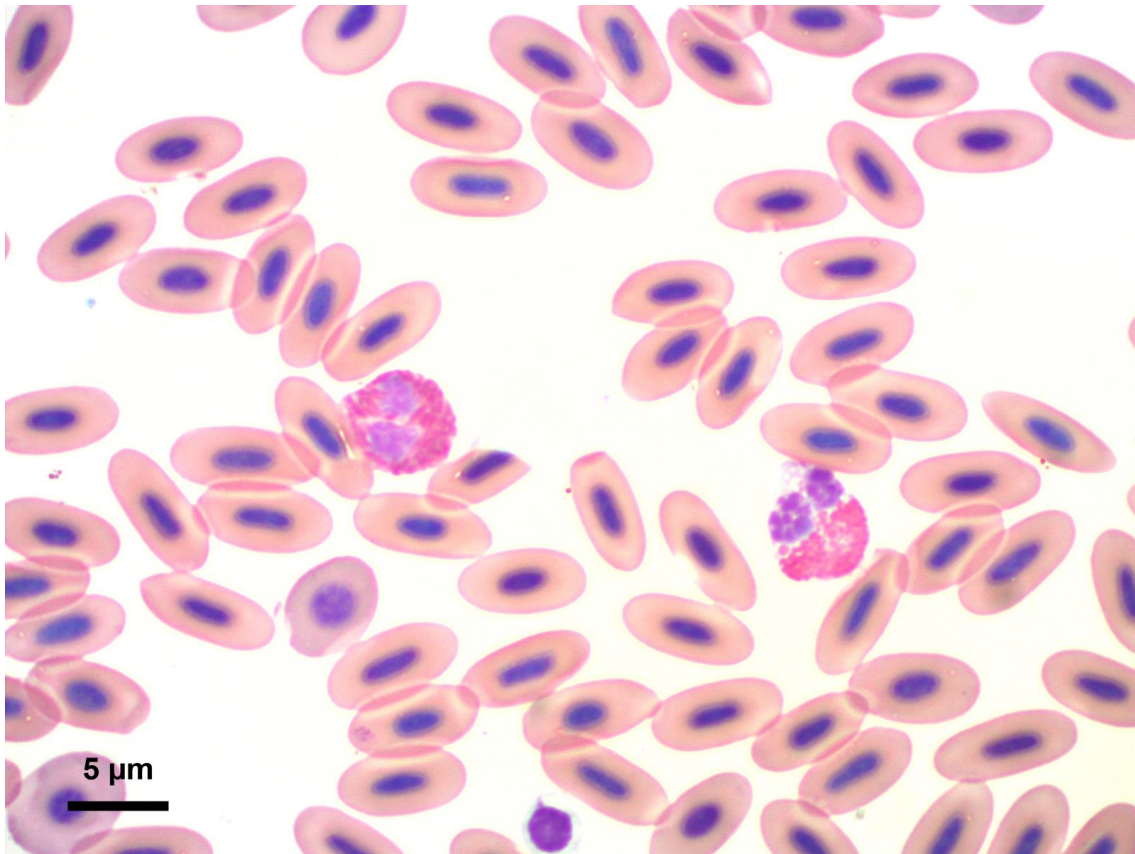


Figura 21. Heterófilo y eosinófilo. Se observan gránulos eosinofílicos fusiformes en el heterófilo (izquierda), siendo una célula sin mayor visualización citoplasmática. En el eosinófilo (derecha) sus gránulos son arredondados con un citoplasma celeste casi transparente. Ambas células poseen núcleos bilobulados. Wright, x100. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016.

4.1.3 Basófilo

Levemente más pequeños que los heterófilos, posee un citoplasma incoloro, gránulos basófilos y un núcleo no lobulado oscurecido por los gránulos (ver Figura 22).

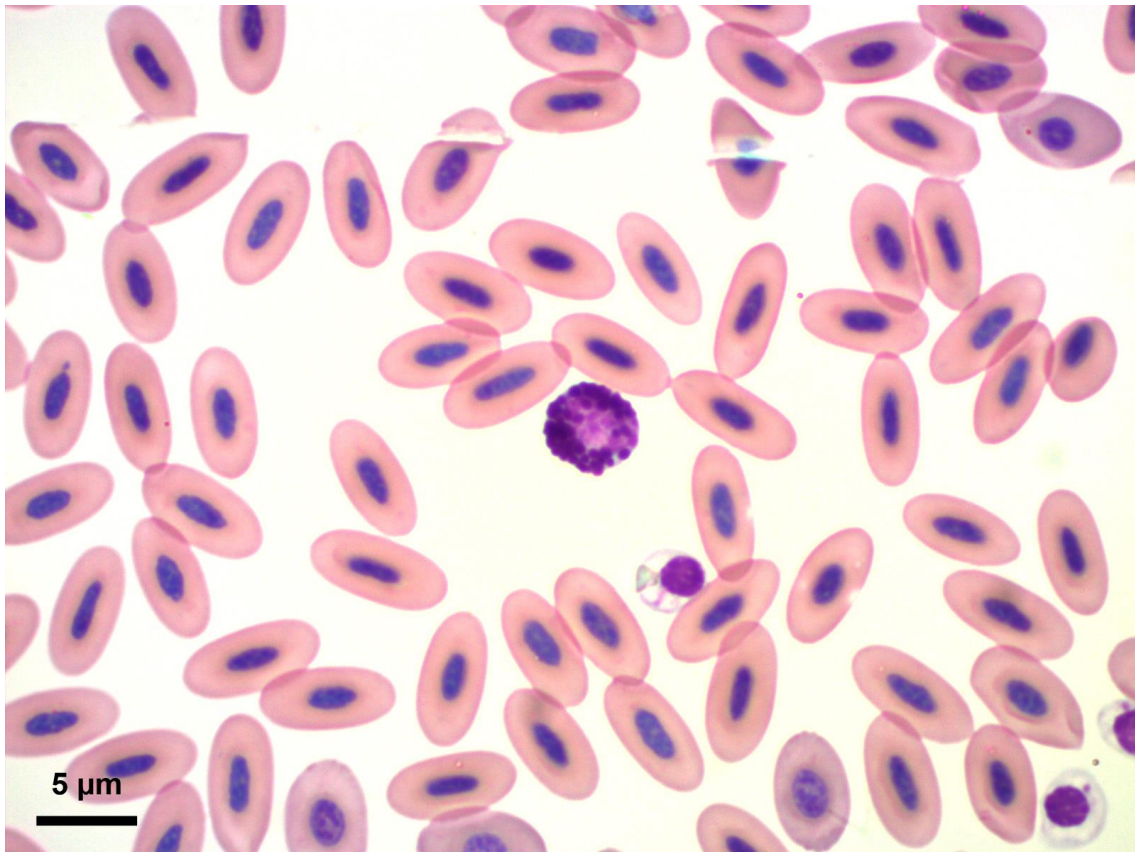


Figura 22. Basófilo. Se observa unas granulaciones basofílicas que prácticamente cubren el núcleo. Wright, x100. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016.

4.1.4 Monocito

Poseen una figura amorfa que puede tener forma arredondeada, con un núcleo ovalado, un citoplasma azulado y contiene finos gránulos eosinófilos (ver Figura 23).

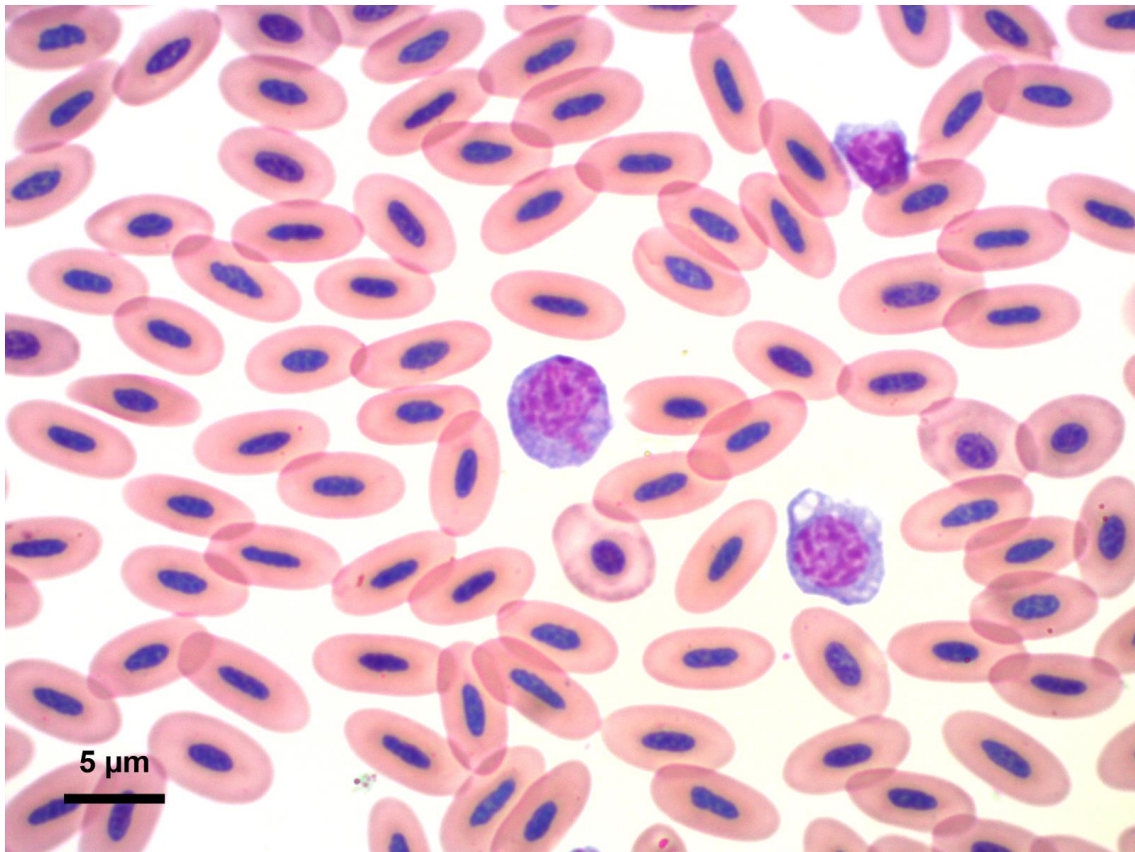


Figura 23. Monocitos. Son células grandes arredondeadas, con citoplasma basofílico agranular y un único núcleo. El monocito de la derecha presenta leve reactividad. Wright, x100. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016.

4.1.5 Linfocito

Células pequeñas con un núcleo redondo central basofílico, con un citoplasma de tendencia basófila generalmente de un azul celeste y homogéneo, sin gránulos (ver Figura 24).

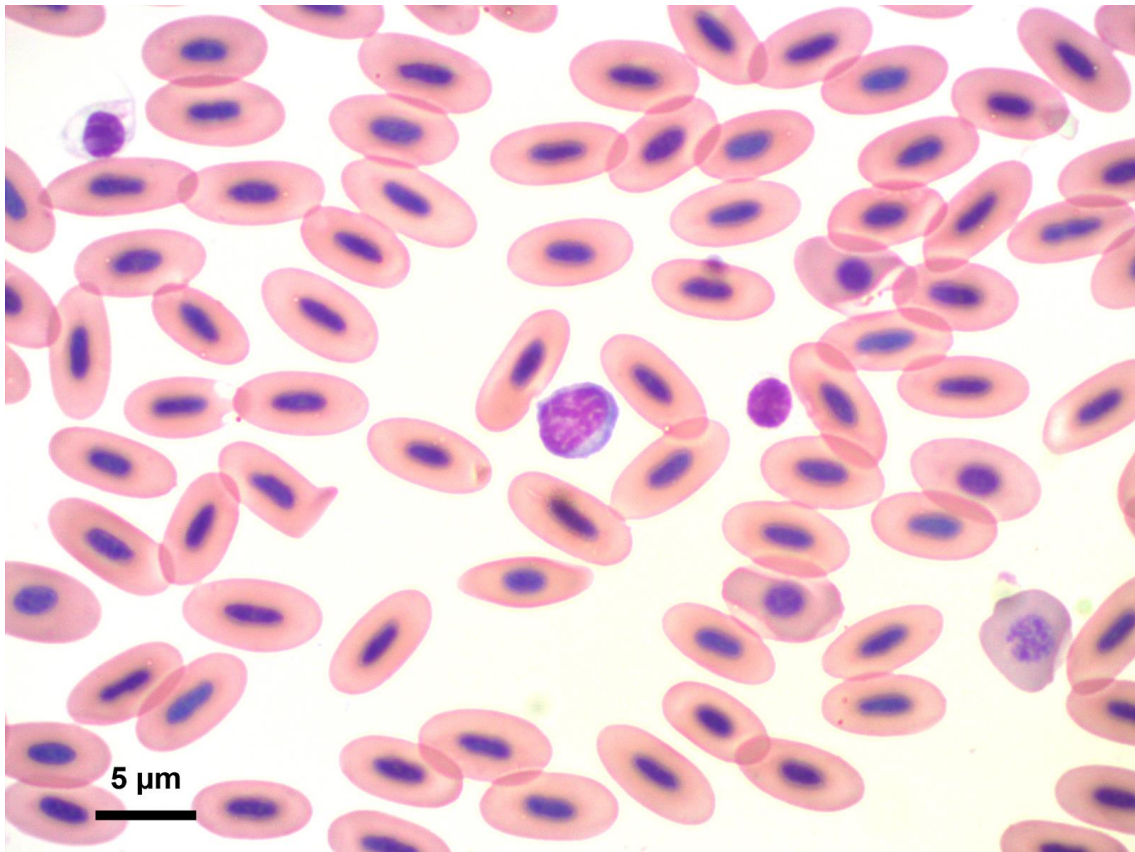


Figura 24. Linfocito. Es una célula pequeña arredondeada, con citoplasma basofílico agranular y con un único núcleo. Su diferencia con el monocito es su menor tamaño y poco citoplasma. Wright, x100. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016.

4.1.6 Trombocitos

Son pequeños, de una forma ovalada o rectangular, con un núcleo más redondo que el de los eritrocitos, su citoplasma es descolorido y puede contener gránulos eosinófilos (ver Figura 25).

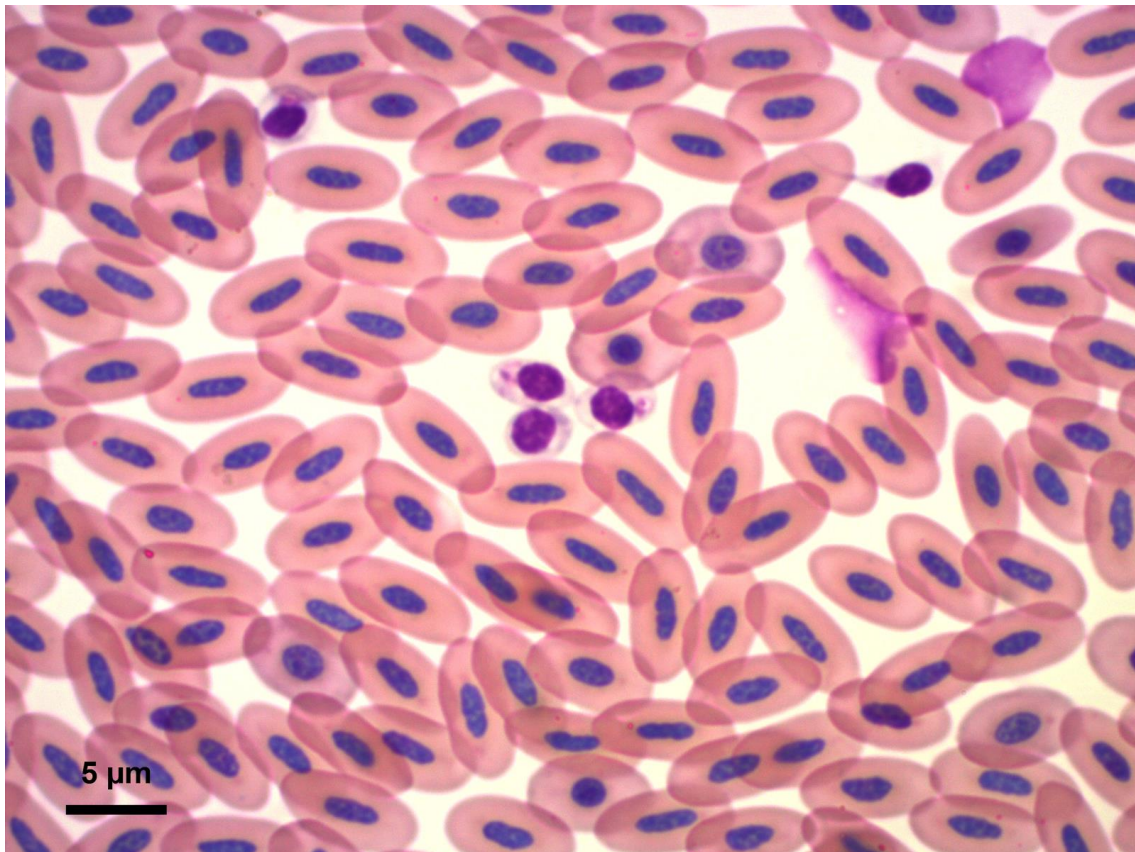


Figura 25. Trombocitos Son células pequeñas, ovaladas, con núcleo, citoplasma descolorido y puede contener gránulos eosinófilos. Wright, x100. Fuente: Genoy-Puerto, A. 2016.

Tabla 4. Media, desviación estándar y máximo y mínimo de parámetros hematológicos en machos y hembras de este estudio en conjunto con otros resultados

Parámetros	Este estudio		Hematologic and Plasma Biochemical Reference Values in Indian Peafowl (<i>Pavo cristatus</i>) (Samour et al.,2010)	Determinación de valores de referencia para hematología, química sérica y morfometría del pavo ocelado (<i>Meleagris ocellata</i>) (Urdiales J.,2006)	
	Hembras (n=9)	Machos (n=5)	(n=69)	Machos (n=2)	Hembras (n=9)
Hematocrito (%) *	38.56 ± 1.81 (37.00–42.00)	41.80 ± 1.30 (40.00-43.00)	38.13 ± 2.95 (32.00-46.00)	40.34 ± 8.39 (39.68-41)	40.31 ± 2.34 (36.36-45.90)
Proteína Plasmática (g/dL)	9.19 ± 0.93 (8.00-10.20)	9.36 ± 0.63 (8.50-10.00)	4.11 ± 0.62 (2.72-5.43)	5.60 ± 8.89 (4.90-6.30)	5.52 ± 0.53 (3.80-6.30)
Hemoglobina (g/dL)*	13.24 ± 0.47 (12.60-14.00)	13.86 ± 0.56 (13.30-14.60)	13.87 ± 1.26 (11.60-17.90)	13.45 ± 3.24 (13.19-13.70)	13.43 ± 0.80 (12.10-15.30)
Eritrocitos (x10 ¹² L)	6.47 ± 2.75 (2.05-9.91)	5.92 ± 1.06 (4.69-7.14)	2.25 ± 0.28 (1.79-3.51)	2.34 ± 1.24 (2.25-2.44)	2.36 ± 0.28 (1.76-2.88)
Leucocitos (x10 ⁹ L)	2.38 ± 0.53 (1.86-3.64)	2.57 ± 1.05 (1.36-3.90)	9.52 ± 3.54 (3.80-18.90)	9.35 ± 8.25 (8.70-10.00)	9.73 ± 1.96 (6.24-15.15)
Eosinófilos (x10 ⁹ L)	0.24 ± 0.14 (0.07-0.46)	0.31 ± 0.08 (0.18-0.40)	0.16 ± 0.16 (0.00-0.74)	2 (2-2)	1.2 ± 0.94 (0-4)
Basófilos (x10 ⁹ L)	0.07 ± 0.07 (0.02-0.25)	0.09 ± 0.01 (0.07-0.10)	0.07 ± 0.09 (0.00-0.40)	-	0.1 ± 0.23 (0-1)
Heterófilos (x10 ⁹ L)*	0.38 ± 0.18 (0.19-0.80)	0.57 ± 0.10 (0.45-0.72)	4.52 ± 2.29 (1.01-13.20)	36.5 ± 108 (28-45)	25.8 ± 8.39 (10-40)
Monocitos (x10 ⁹ L)	0.21 ± 0.14 (0.04-0.47)	0.14 ± 0.03 (0.12-0.20)	0.08 ± 0.13 (0.00-0.50)	1.5 ± 6.35 (1-2)	1.4 ± 1.13 (0-5)
Linfocitos (x10 ⁹ L)	1.47 ± 0.25 (1.15-1.85)	1.47 ± 1.01 (0.30-2.77)	4.68 ± 1.94 (1.27-10.20)	60 ± 101.64 (52-68)	71.5 ± 8.79 (54-90)
Trombocitos (x10 ⁹ L)	0.70 ± 0.53 (0.25-1.90)	0.85 ± 0.41 (0.50-1.55)	31.60 ± 10.73 (15.40-69.20)	-	-
VCM (fL)	79.20 ± 55.17 (41.37-185.37)	72.62 ± 14.35 (60.22-89.55)	170.46 ± 13.58 (131.0-196.8)	172.17 ± 126.5 (162.21-182.12)	173.02 ± 15.19 (144.32-209.69)
HCM (pg)	57.71 ± 11.22 (34.66-69.89)	61.98 ± 25.90 (37.48-97.79)	61.89 ± 5.16 (50.90-73.70)	57.39 ± 44.05 (53.92-60.85)	57.59 ± 4.82 (48.07-69.31)
CHCM (g/L)*	34.39 ± 1.54 (32.44-37.84)	33.15 ± 0.57 (32.38-33.95)	36.32 ± 1.05 (34.10-38.90)	33.32 ± 1.10 (33.24-33.41)	33.30 ± 0.31 (32.95-34.46)

Abreviaciones. n: número. VCM: Volumen corpuscular medio. HCM: Hemoglobina corpuscular media. CHCM: Concentración de hemoglobina corpuscular media.

* Parámetros que estadísticamente, su diferencia entre machos y hembras resultó significativa.

4.2 Perfil hematológico

El análisis de los resultados fue tomado de un grupo de 14 animales. Estos fueron divididos en dos partes: resultados de hembras y resultados de machos.

En base a la literatura consultada, parámetros sanguíneos para pavos reales no han sido descritos en nuestro país e información sobre lo mismo es escasa. Por tal motivo, este estudio se encuentra entre los primeros análisis hematológicos de tipo descriptivo para esta especie. Debido a la escasa información bibliográfica, se realizaron las comparaciones de valores con otras aves y trabajos de otros países, buscando siempre la mayor proximidad entre especie, familia, orden, clase.

Teniendo en cuenta esto y para realizar un mejor análisis de los resultados entre machos y hembras de este estudio y poder compararlos con los resultados de otros estudios se elaboró la Tabla 4. Para una mayor fluidez en la lectura y entendimiento de su discusión se pide tener en cuenta esta tabla.

4.2.1 Comparación entre hembras y machos

En un análisis inicial de los resultados se pudo observar que los monocitos, el recuento eritrocitario, el volumen corpuscular medio y la concentración de hemoglobina fueron mayores en las hembras.

Los únicos resultados similares fueron los linfocitos.

Mientras tanto, el hematocrito, proteínas plasmáticas, hemoglobina, el recuento leucocitario, eosinófilos, basófilos, heterófilos, trombocitos y la hemoglobina corpuscular media fueron mayores en machos.

4.2.2 Parámetros significativos estadísticamente

Mediante el análisis estadístico de la prueba de Mann-Whitney, los parámetros sanguíneos que tuvieron diferencias significativas entre machos y hembras fueron: el hematocrito ($w= 56,0$; $p= 0,0164$), hemoglobina ($w= 53,0$; $p= 0,0420$), heterófilos ($w= 15,0$; $p= 0,0034$) y CHCM ($w= 21,0$; $p= 0,0325$). Los resultados de la prueba de Mann-Whitney se encuentran en el Anexo c.

4.2.2.1 Hematocrito

Como fue observado en otros estudios, en esta investigación el hematocrito fue más alto en machos que en hembras. El hematocrito tiende a ser más elevado en machos que en hembras, así como tiende a aumentar con la edad (Mitchell y Johns, 2008, p. 501).

Para la mayoría de especies de aves, los valores de hematocrito oscilan entre 35% a 55% Gálvez, *et al.* (2009, p. 182). Valores más bajos son considerados indicadores de anemia, de 25% a 35% es considerada moderada y menor que 20% severa. Para una mejor caracterización de anemia es necesario evaluar la morfología de los eritrocitos y los índices eritrocitarios (Mitchell y Johns, 2008, p. 501). La policitemia no es común en aves, generalmente está definida por un hematocrito mayor a 70%, existiendo dos tipos de policitemia, la absoluta y la relativa. Para distinguir entre las dos se debe tomar en cuenta el valor de la proteína total, que estará aumentada en el caso de la relativa y normal o disminuida en la absoluta (Capitelli y Crosta, 2013, p. 71-120). Todas estas indicaciones estarían infiriendo que, posiblemente, las aves de este estudio, presentaban valores normales, sin indicación de anemia o policitemia.

4.2.2.2 Hemoglobina y CHCM

En esta investigación la hemoglobina y la CHCM fueron mayores en machos, es importante recalcar que en el grupo de las hembras tres de cinco son jóvenes. En un estudio realizado en pollos de engorde, los autores indican que la variación en la concentración de la hemoglobina puede haber sido influenciada por la variación de la edad de las aves durante el estudio, en consecuencia, la concentración de hemoglobina corpuscular media y volumen corpuscular medio también difirió (Avilez, Rugeles, Jabib y Herrera, 2015, p. 37).

Otra explicación puede ser la dada por Phelps *et al.* (1987), que afirman en base a su estudio hematológico realizado en pavos de uno a diez días que los niveles de hemoglobina son bajos en hembras jóvenes, con relación a machos jóvenes, los mismos que van gradualmente incrementándose con la edad.

La CHCM de las aves en general muestra una importante variabilidad interespecífica y adoptan generalmente valores más bajos que los alcanzados en mamíferos debido a la presencia del núcleo. Su valor diagnóstico radica en que este índice hematométrico es utilizado para clasificar las anemias en hipocrómicas y normocrómicas, en base a si los parámetros de los valores se encuentran dentro o por debajo del rango normal de la especie (Campbell y Ellis, 2007, p. 20). Los valores aquí obtenidos fueron muy cercanos entre los dos sexos y muy similares a otros estudios, lo que puede indicar que no hubo anemia hipocrómica o normocrómica.

El CHCM fue mayor en hembras que en machos, esto se puede deber a que este valor puede estar influenciado por el sexo. Varios autores han documentado diferencias en los valores hematológicos entre machos y hembras. Se han descrito valores de HGB y CHCM superiores en machos (Hauptmanova *et al.*, 2006, p. 32). Esta diferencia manifiesta posiblemente la presencia de un incremento en el nivel de estrógenos en hembras y de testosterona en machos, cuyos efectos sobre el sistema hematopoyético se determinan por reducir y aumentar respectivamente los recuentos eritrocitarios en sangre. No obstante, en otras investigaciones no se han hallado diferencias estadísticamente significativas en estos parámetros hematológicos con relación al sexo (Agustí, 2015, p. 27).

4.2.2.3 Heterófilos

La diferencia que existió entre machos y hembras puede deberse a un estrés más marcado en machos que en hembras en el momento de la captura. Estudios atribuyen marcadas variaciones en el conteo de heterófilos a procedimientos experimentales, como una respuesta de estrés durante los procedimientos de captura (Samour *et al.*, 2011).

Existen otras situaciones que incrementan el número de heterófilos, entre ellas: infección, inflamación, estrés, tóxicos, trauma. Infecciones por microbacterias, aspergillus y clamidiosis causan heterofilia acompañada normalmente de monocitosis. Ciertas toxinas también pueden ocasionar heterofilia como por

ejemplo el zinc y organofosforados (Mitchell y Johns, 2008, p. 501). Sin embargo, en esta investigación las evaluaciones clínicas realizadas descartarían la presencia de procesos infecciosos causados por bacterias o intoxicaciones alimentarias en los machos.

Contrariamente, se observa disminución en los heterófilos en casos de aumento de uso o reducción de su producción. Una utilización de heterófilos maduros y consecuentemente una mayor proporción de heterófilos inmaduros (desvío a la izquierda del leucograma) puede acontecer de 12 a 24 horas después o al inicio de una inflamación aguda (Mitchell y Johns, 2008, pp. 501-522). Este tipo de inflamación y su consecuente heterofilia no podría estar relacionada con las hembras sino deberse a una diferencia en los valores de heterófilos entre sexo.

Durante la respuesta inflamatoria pueden ocurrir cambios morfológicos de los heterófilos, que son considerados más importantes que los números absolutos para evaluar la severidad y el pronóstico de enfermedad (Jaensch y Clark, 2004, pp. 9-13).

4.2.3 Parámetros no significativos estadísticamente

Los parámetros no significativos entre machos y hembras fueron: las proteínas plasmáticas ($w= 38,5$; $p= 0,9468$), el recuento leucocitario ($w= 39,0$; $p= 0,8939$), eosinófilos ($w= 43,0$; $p= 0,5050$), basófilos ($w= 49,0$; $p= 0,1425$), monocitos ($w= 31,0$; $p= 0,4237$), linfocitos ($w= 38,0$; $p= 1,0000$), trombocitos ($w= 45,0$; $p= 0,3485$), volumen corpuscular medio ($w= 47,0$; $p= 0,2301$) y la hemoglobina corpuscular media ($w= 38,0$; $p= 1,0000$) (ver el Anexo C).

4.2.3.1 Recuento total y diferencial de leucocitos

Los valores de los leucocitos totales fueron levemente más altos en machos que en hembras. Varias alteraciones podrían explicar esta diferencia, como el estrés, el sexo y procesos infecciosos. A pesar de esto, los valores son bajos comparados con otros estudios (ver sección abajo), lo que descartaría estos procesos en machos y hembras.

Es importante resaltar que no todas las alteraciones en el leucograma son causadas por factores patológicos. Un claro ejemplo de esto es el estrés que puede producir una leucocitosis fisiológica conocida como leucograma de estrés (Cirule et al., 2012, p. 161); sin embargo, en este estudio los valores de leucocitos más altos en los machos no indicarían necesariamente un estrés por captura, pues los dos valores son inclusive más bajos cuando son comparados con otros estudios.

Otras causas fisiológicas son el ambiente, la dieta y el sexo; en este estudio este último factor ha influido en la serie blanca, ya que resultó mayor en machos cuando comparada con las hembras (Mitchell y Johns, 2008, p. 501). Las principales causas de leucocitosis son la inflamación, exposición a toxinas, hemorragias de cavidades corporales, neoplasias de crecimiento rápido. Además, una leucocitosis puede ser identificada 6 horas pos infección (Jaensch y Clark, 2004, pp.9-13). Todas estas causas estarían descartadas, pues no fueron evidentes procesos de inflamación, hemorrágicos, neoplásicos o una toxicosis en los pavos reales de este estudio.

4.2.3.2 Basófilos

La presencia de basófilos es más común en aves que en mamíferos (Mitchell y Johns, 2008, p. 501). En galliformes se ha descrito porcentajes elevados de basófilos comparados con otras especies (Lloyd y Gibson, 2006, p. 335). Una basofilia puede estar asociada a clamidiosis, problemas respiratorios, anemia hemolítica autoinmune o traumas. También puede ser indicativo de inflamación precoz o reacción hiperinmune, debido a que los basófilos de las aves liberan histamina (Capitelli y Crosta, 2013, pp. 71-120). Los valores de este estudio reflejan valores bajos, lo que descartaría procesos infecciosos o inflamatorios activos en estas aves.

4.2.3.3 Eosinófilo

La eosinofilia es rara en aves, puede ser debida a que el papel de estas células no está esclarecido (Mitchell y Johns, 2008, p. 501). Se puede acreditar una disminución de eosinófilos a una respuesta al estrés (Cirule et al., 2012, p.

161). La diferencia entre machos y hembras no fue significativa y sus valores fueron cercanos entre sí y en relación a otros estudios, esto posiblemente revela una normalidad en este tipo leucocitario para estas aves de este estudio.

4.2.3.4 Trombocitos

Una trombocitopenia se puede presentar en casos de destrucción o uso excesivo, como en casos de septicemia o coagulación intravascular diseminada (Mitchell y Johns, 2008, p. 501).

Una trombocitosis ha sido observada en situaciones de inflamaciones crónicas (Mitchell y Johns, 2008, p. 501) y puede estar acompañada de una respuesta regenerativa y anemia (Capitelli y Crosta, 2013, p. 71-120).

Los resultados aquí presentados son similares entre los dos sexos e inclusive menores que otros estudios, esto posiblemente estaría en concordancia con el estado sanitario de estas aves, pues procesos de septicemia o inflamatorios crónicos en los pavos reales de esta investigación no fueron observados.

4.2.4 Comparación de resultados con otros estudios

Para empezar la comparación de este estudio con otros, cabe recalcar que los valores hematológicos presentan grandes variaciones en función de especie, factores genéticos, población, territorio, hábitat, edad, sexo, estado fisiológico, entre otros (Fourie y Hattingh, 1980, p. 147). Además de estar comprobado que los valores hematológicos no pueden ser extrapolados para diferentes taxones, ni dentro de la misma especie, entre individuos de regiones geográficas diferentes, debido a que hay muchos factores ecológicos que pueden influenciar (Gomes et al., 2011, p. 699).

Cuando comparados los valores de los parámetros aquí monitoreados con el estudio de Samour et al. (2010), se destaca que son mayores el recuento leucocitario, heterófilos, linfocitos, trombocitos, VCM. Por otro lado, las proteínas y el recuento eritrocitario en este estudio son mayores que los valores encontrados por Samour.

El hematocrito, hemoglobina, eosinófilos, basófilos, monocitos, el HCM y la CHCM se mantuvieron en rangos iguales en ambos estudios.

Se puede explicar la variación de resultados referente al alto incremento de proteínas totales en este estudio con relación al de Samour, mediante la técnica que se utilizó, ya que en este estudio la técnica utilizada fue la del refractómetro y Samour no describe el tipo de técnica usada. Además, esta variación podría estar relacionada con el sexo, debido a que existen reportes de altos valores en el total de proteínas en hembras de pavos salvajes durante el ciclo reproductivo (Santos *et al.*, 2009, p. 753).

La diferencia en el recuento de leucocitos puede estar influenciada por la edad, ya que este es un factor que afecta los valores normales de la sangre en aves y existe una amplia variación en el normal leucograma entre aves de la misma especie (Campbell, 1994). Además, puede estar afectado por hormonas y el estrés al que hayan sido sometidos (Santos *et al.*, 2009, p. 753).

Cabe resaltar que la investigación de Samour, a pesar de ser en la misma especie de ave, fue realizada con un mayor número de animales (n=69) y no se estableció cuáles fueron los valores de los machos o de las hembras, lo que también puede explicar las diferencias tan marcadas con el estudio aquí realizado.

Otro estudio que pudo ser comparado fue el realizado por Urdiales (2006) con pavo ocelado (*Meleagris ocellata*), hecho en Guatemala, con 12 animales, en diferentes etapas de edad y en los dos sexos.

-Hembras

Entre los valores más relevantes se pudo encontrar que el recuento leucocitario, basófilos, heterófilos, monocitos, linfocitos y el VCM son mayores en el estudio del pavo ocelado (*Meleagris ocellata*). Los valores de las proteínas totales y el recuento eritrocitario fueron más altos en nuestro estudio.

-Machos

De los resultados comparativos entre machos resaltamos que el recuento leucocitario, eosinófilos, basófilos, heterófilos, monocitos, linfocitos y el VCM se presentaron mayores en el estudio del pavo ocelado (*Meleagris ocellata*). Mientras que se reflejó en este estudio un incremento en el hematocrito, proteínas totales y el recuento eritrocitario.

Las variaciones en la alteración del leucograma en el estudio del pavo ocelato pudo haber sido consecuencia del estrés sufrido durante el proceso de captura, ya que durante la excitación o el ejercicio inducido por la captura ocurre liberación de epinefrina, la misma que causa la movilización de las células blancas de zonas periféricas hacia el interior de la circulación provocando el incremento en el conteo (Urdiales, 2006, p. 24). Los pollos y pavos domésticos presentan por lo general mayor abundancia de linfocitos en el leucograma (Drew, 2003; Borjesson et al., 2000)

El sexo en algunos estudios ha demostrado ser un factor que influye en los parámetros de las células blancas, como los linfocitos y basófilos, los cuales pueden estar más elevados en machos que en hembras (Campbell y Ellis, 2007, p. 48).

El estudio del pavo ocelado se realizó en el Parque Nacional Tikal, localizado en el Departamento de Petén, Guatemala, bosque que es considerado como subtropical húmedo o como tropical semi deciduo. Esta zona geográfica difiere en clima y temperatura con relación a la finca donde fue realizado el muestreo que, debido a su altitud corresponde a una zona con clima ecuatorial templado. Esto último puede predisponer a la disponibilidad de glóbulos rojos para garantizar el consumo de oxígeno metabólico en tejidos. Es sabido que factores extrínsecos, como estación, temperatura y dieta, e internos, como el género, pueden tener influencia significativa sobre los resultados hematológicos en especies no mamíferas como las aves (Greer et al., 2013).

Otro factor a tener en cuenta y que puede influenciar en los valores hematológicos es la presencia de procesos infecciosos adquiridos por aflatoxinas de hongos del género *Aspergillus* sp. En países de clima tropical y subtropical donde las condiciones de temperatura y almacenamiento favorecen la aparición de la toxina en la materia prima utilizada para elaborar el alimento que consumen los animales. La utilización de pienso como principal fuente de alimento expone mayormente a las aves a la aflatoxina (Perozo, Ferrer, Alvarado, Rincón, Mavarez y Gil, 2003, p. 60). No obstante, la alimentación de estas aves, que también se realiza con pienso que se almacena en condiciones adecuadas, descartaría la presencia de esta condición y por lo tanto la alteración hematológica en los pavos objeto de estudio de esta investigación.

4.2.5 Hemoparásitos

En este estudio no se pudo evidenciar hemoparásitos. La ausencia de parásitos coincide con estudios realizados en otras aves, como en especies de pavos salvajes y en el pavo de la india, en que se concluye que están virtualmente ausentes de hemoparásitos (Samour *et al.*, 2010). Sin embargo, el resultado puede deberse a varios factores como es la toma de muestra; ya que la muestra ideal se obtiene de vasos periféricos para poder observar hemoparásitos (*Haemoproteus spp.*) (Núñez y Bouda, 2007, p.13), además de la técnica usada en el laboratorio.

La ausencia de hemoparásitos también puede deberse a la ausencia o baja cantidad de vectores que puedan estar circulando en las instalaciones de la finca; como artrópodos del género *Aedes*, *Culex*, *Anopheles*, *Hippobosca*, *Culicoides* y *Simulium*, manteniéndose en el hábitat de los pavos (Verdugo, 2004).

Este hallazgo puede ser un demostrativo del adecuado manejo sanitario con el que cuentan en la finca, ya que se realizan constantes desparasitaciones y los pavos reales no presentan ectoparásitos.

5 CAPÍTULO V: CONCLUSIONES

Los resultados hematológicos nos permiten inferir que los pavos reales de esta investigación se encuentran con una condición sanitaria aceptable, sin ningún proceso infeccioso de tipo crónico en andamiento, lo que demuestra un buen manejo en la cría de estas aves en la finca María.

La evaluación cualitativa morfológica de las células de pavos reales (*Pavo Cristatus*) permitió determinar cinco grupos celulares: heterófilos, eosinófilos, basófilos, monocitos y linfocitos. Paralelamente la evaluación cuantitativa permitió evidenciar diferencias significativas entre el sexo, especialmente en cuanto al hematocrito, hemoglobina, heterófilos y la concentración de hemoglobina corpuscular media.

No fueron observadas alteraciones hematológicas que evidenciaran o infirieran la presencia de hemoparásitos, lo que puede apoyar la consolidación de un estado sanitario adecuado del criadero privado.

Los valores de hematología del pavo real (*Pavo cristatus*) guardan similitud con los valores ya reportados para el pavo ocelado (*Meleagris ocellata*) y el pavo real de la india (*Pavo cristatus*), por lo cual, dichos valores pueden ser utilizados como referencia.

Las placas sanguíneas obtenidas serán entregadas para la clase de Medicina de la Conservación de la Escuela de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de las Américas.

6 RECOMENDACIONES

Los valores de referencia de hematología que aquí se presentan deben ser considerados como preliminares debido al tamaño de la muestra con la que contó el estudio, por tal motivo, se recomienda continuar con estudios para determinar valores de referencia para hematología en esta especie en los que se cuente con una muestra apropiada, lo cual permitirá obtener una información más amplia.

Este estudio puede ser tomado como indicativo para el manejo y control sanitario de otras instituciones que tengan en sus colecciones aves similares a los pavos reales, por lo tanto, es recomendado la realización de hemogramas que sean dirigidos al monitoreo hematológico. Este monitoreo puede indicar la presencia de enfermedades de tipo infeccioso o la presencia de un estado no infeccioso derivado del manejo o cuidado nutricional que pueda estar afectando a aves.

Para futuras capturas de esta especie, se recomienda contar con diversos equipos de trabajo inmovilizando a las aves de forma simultánea. Esto puede ser tomado como ejemplo en cuanto al tipo de manejo que poseen las aves en otros criaderos y para ponerlo en práctica en criaderos, zoológicos, reservas etc.

Debe considerarse el estrés al que se someten las aves durante el proceso de captura, el cual puede modificar el hemograma de las mismas.

REFERENCIAS

- Aguilar, R., Hernández, S., Divers, S y Perpiñan, D. (2010). *Atlas de medicina de animales exóticos*. (2da. ed). Buenos Aires, Argentina: Intermédica.
- Agustí, S. (2015). Estudio de la hematología y la bioquímica sanguínea de las rapaces nocturnas ibéricas. Barcelona, España: Universitat Autònoma de Barcelona.
- Ballard, B. y Cheek, R. (2010). Exotic animal medicine for the veterinary technician. (3a. Ed.). USA: Wiley-Blackwell
- Campbell, T., Ellis, C. (2007). Avian and exotic animal hematology and cytology. (3a. Ed.). USA: Blackwell publishing.
- Capitelli, R., Crosta, L. (2013). Overview of psittacine blood analysis and comparative retrospective study of clinical diagnosis, hematology and blood chemistry in selected psittacine species. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, Texas, 16, p. 71-120.
- Castillo, J. (2015). Determinación de valores referenciales para hematología, química sérica, fisiología y morfometría del águila mora (*Geranoaetus melanoleucus*) en zoológicos de la región interandina de Ecuador. Loja, Ecuador: Universidad Nacional de Loja.
- Cirule, D., Krama, T., Vrublevska, J., Rantala, M. J, Krams, I. (2012). A rapid effect of handling on counts of white blood cells in a wintering passerine bird: a more practical measure of stress?. *Journal of Ornithology*. 153 (2): 161-166.
- Clark, P., Boardman, W. y Raidal, S. (2009). *Atlas of clinical avian hematology*. USA: Wiley-Blackwell.
- Fourie, F., Hattingh, J. (1980). Variability in bird haematology. *Comparative Biochemistry and Physiology. Part A: Comparative physiology*. 65A: 147-150.
- Franco, M., Hoyos, L., Ramírez, G. y Correa, A. (2009). Hallazgos hematológicos y química sanguínea en amazona amazónica y amazona ochrocephala cautivas de la reserva forestal torre cuatro. *Boletín científico museo de historia natural*, 13 (2): 63 – 77

- Gálvez, C., Ramírez, G. y Osorio, J. (2009). El laboratorio clínico en hematología de aves exóticas. *Biosalud*, 8(1): 178-188.
- Glomski, C. y Pica, A. (2012). *The Avian Erythrocyte its Phylogenetic Odyssey*. U.S.A.: Science Publishers, CRC Press.
- Gomes, D., Silva, M., Silva, R., Dórea, R., Bastos, B., Ayres, M. (2011). Hemograma e bioquímica clínica sanguínea de araras (*Ara sp.*) mantidas em sítios ecológicos no estado da Bahia. *Ciência Animal Brasileira*, 12(4): 699-711.
- Greer, J. P., Arber, D. A., Glader, B., List, A. F., Means, R. T., Jr., Paraskevas, F., & Rodgers, G. M. (2013). *Wintrobe's clinical hematology: Thirteenth edition*: Wolters Kluwer Health Adis (ESP).
- Grewal, B., Harvey, B. y Pfister, O. (2002). *A Photographic Guide to the Birds of India*. New Jersey, USA: Princeton University Press.
- Hauptmanova, K., Maly M., Literak I. (2006). Changes of haematological parameters in common pheasant throughout the year. *Vet Med*, 1:29-34.
- Jackson, C. (2006). *Peacock*. London, England: Reaktion Books.
- Jaensch, S., Clark, P. (2004). Haematological characteristics of response to inflammation or traumatic injury in two species of black cockatoos: *Calyptorhynchus magnificus* and *C. funereus*. *Comparative Clinical Pathology*. 13:9-13.
- Jiménez, J., Domingo, R., Crosta, L. y Martínez, A. (2009). *Manual Clínico de Animales Exóticos*. Barcelona, España: Multimédica Ediciones Veterinarias.
- Lloyd, S., Gibson, J. (2006). Haematology and biochemistry in healthy young pheasants and red-legged partridges and effects of spironucleosis on these parameters. *Avian Pathology*, 35(4), 335-340.
- Meyer, D., Harvey, J. (2007). *Medicina laboratorial veterinaria interpretación y diagnóstico*. (3a. Ed.). Barcelona, España: Multimédica Ediciones Veterinarias.
- Mitchell, E., Johns, J. (2008). Avian hematology and related disorders. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 11, 501-522.

- Núñez, L y Bouda, J. (2007). Patología clínica veterinaria. (2a. Ed.). México, D.F., México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Perrins, Ch. (2006). La gran enciclopedia de las aves. Madrid, España: Libsa.
- Phelps, P., Edens, W., Christensen, L. (1987). The posthatch physiology of the turkey poult. Hematology. Pergamon journals ltd, 86^a: 745-750.
- Samour, J. (2010). Medicina Aviaria. (2a. Ed.). Barcelona, España: Elsevier.
- Samour, J., Naldo, J., Rahman, H., Sakkir, M. (2010). Hematologic and plasma biochemical reference values in Indian peafowl (*Pavo cristatus*). Journal of Avian Medicine and Surgery, 24(2): 99–106.
- Santibanez, J. (1994). Manual sobre la guía y explotación del pavo real. Universidad de Guadalajara.
- Santos, E., Paulillo, A., Vieira, G., Moura, I., Pereira A., Nardi, L., Denadai, J. and Jurandir, J. (2009). Hematology of the Bronze Turkey (*Meleagris gallopavo*): Variations with Age and Gender. International Journal of Poultry Science, 8(8): 752-754.
- Solórzano, R. (2015). Determinación de valores de referencia de hematología, química sérica clínica y morfometría de la chacha de vientre blanco (*Ortalis leucogastra*). Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala.
- UDLA. (2015). Plan estratégico 2015-2019. Quito: Universidad de las Américas.
- Urdiales, J. (2006). Determinación de valores de referencia para hematología, química sérica y morfometría del pavo ocelado (*Meleagris ocellata*) en el parque nacional tikal, petén, guatemala: efectos del sexo. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Verdugo, C. (2004). Valores hematológicos del cisne de cuello negro (*cygnus melanocoryphus*, molina 1782) en una población silvestre. Valdivia, Chile: Universidad Austral de Chile.
- Walberg, J. (2001). White blood cell counting techniques in birds. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, 10(2): 72-76.

ANEXOS

ANEXO A: Lista de materiales para el desarrollo del estudio.

Indumentaria

- Guantes.
- Mandil.
- Mascarillas.

Reactivos

- Solucion de Natt y herrick
- Solucion de Drabkin
- Tincion de Wright.
- Alcohol al 70%

Materiales para la toma de muestra

- Ficha técnica
- Tubos de tapa morada con EDTA
- Agujas calibre 25G
- Jeringas de 3ml
- Algodón

Materiales de laboratorio

- Porta y cubre objetos
- Tubos capilares
- Pipetas y micropipetas
- Cámara de Neubauer
- Tubos de ensayo de 5ml
- Gradillas
- Cartilla de lectura para hematocrito
- Plastilina

Extras

- Cooler.
- Frascos de plástico.

- Toallas de papel.
- Refrigerantes

Equipos

- Microcentrifuga
- Refractometro.
- Espectofotometro.
- Microscopio CX21®Olympus.

Animales

- Pavos reales (*pavo cristatus*)

ANEXO B. Análisis de varianzas.

1. Hematocrito (HTO) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: HTO M, HTO H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{HTO M}) / \sigma(\text{HTO H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{HTO M}) / \sigma(\text{HTO H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
HTO M	5	1.304	1.700	(0.685, 4.084)
HTO H	9	1.810	3.278	(0.864, 4.852)

Ratio of standard deviations = 0.720

Ratio of variances = 0.519

95% Confidence Intervals

CI for

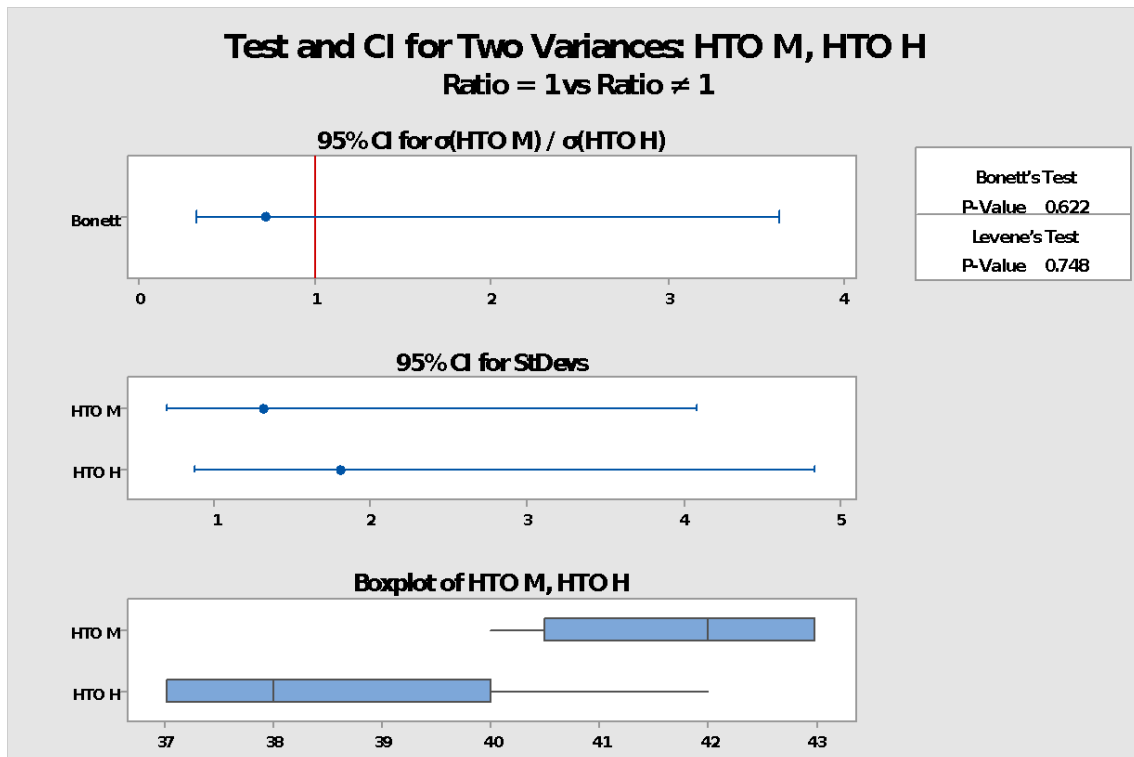
	CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(0.322, 3.636)	(0.104, 13.221)
Levene	(0.294, *)	(0.086, *)

Tests

	Test			
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.622
Levene	1	12	0.11	0.748

Test and CI for Two Variances: HTO M, HTO H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or both confidence limits cannot be calculated.



2. Proteína plasmática (PP) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: PP M, PP H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{PP M}) / \sigma(\text{PP H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{PP M}) / \sigma(\text{PP H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
PP M	5	0.627	0.393	(0.326, 1.981)
PP H	9	0.927	0.859	(0.686, 1.599)

Ratio of standard deviations = 0.677

Ratio of variances = 0.458

95% Confidence Intervals

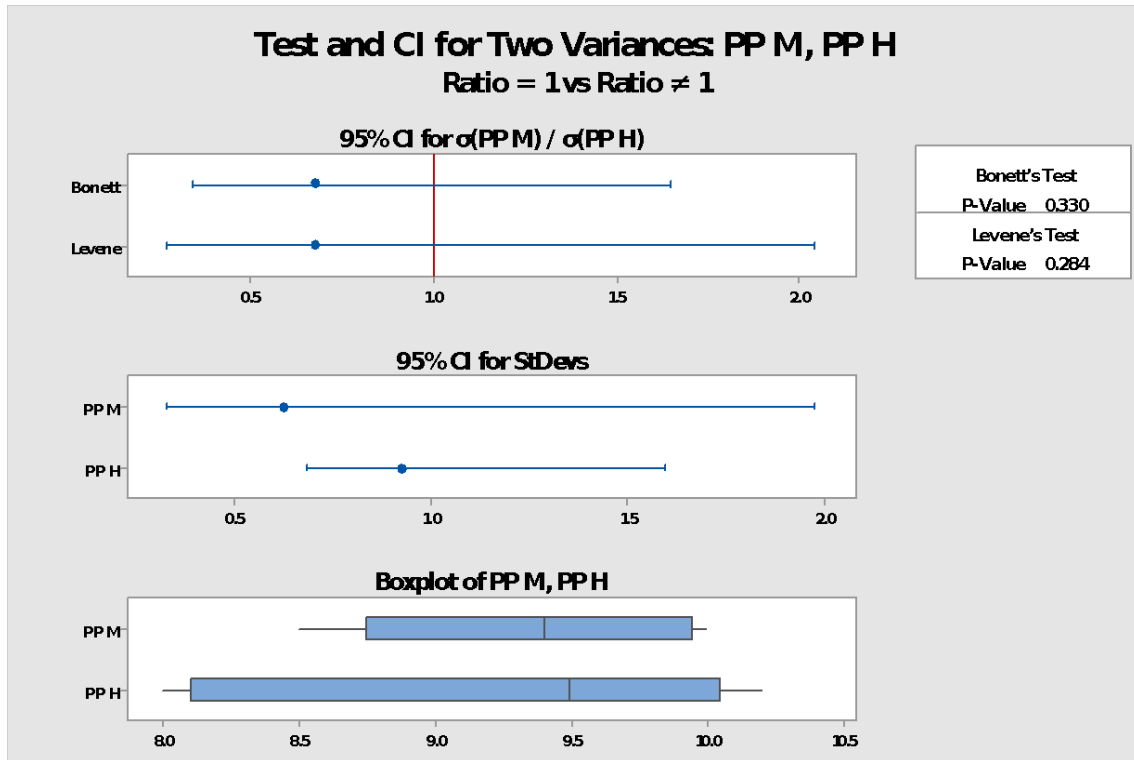
CI for

	CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(0.341, 1.651)	(0.117, 2.724)
Levene	(0.269, 2.047)	(0.073, 4.188)

Tests

Test

Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.330
Levene	1	12	1.26	0.284



3. Hemoglobina (Hb) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: Hb M, Hb H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{Hb M}) / \sigma(\text{Hb H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{Hb M}) / \sigma(\text{Hb H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for				
Variable	N	StDev	Variance	StDevs
Hb M	5	0.559	0.313	(0.313, 1.644)
Hb H	9	0.475	0.225	(0.253, 1.136)

Ratio of standard deviations = 1.179

Ratio of variances = 1.389

95% Confidence Intervals

	CI for	
	CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(0.578, 4.919)	(0.334, 24.198)
Levene	(0.301, *)	(0.091, *)

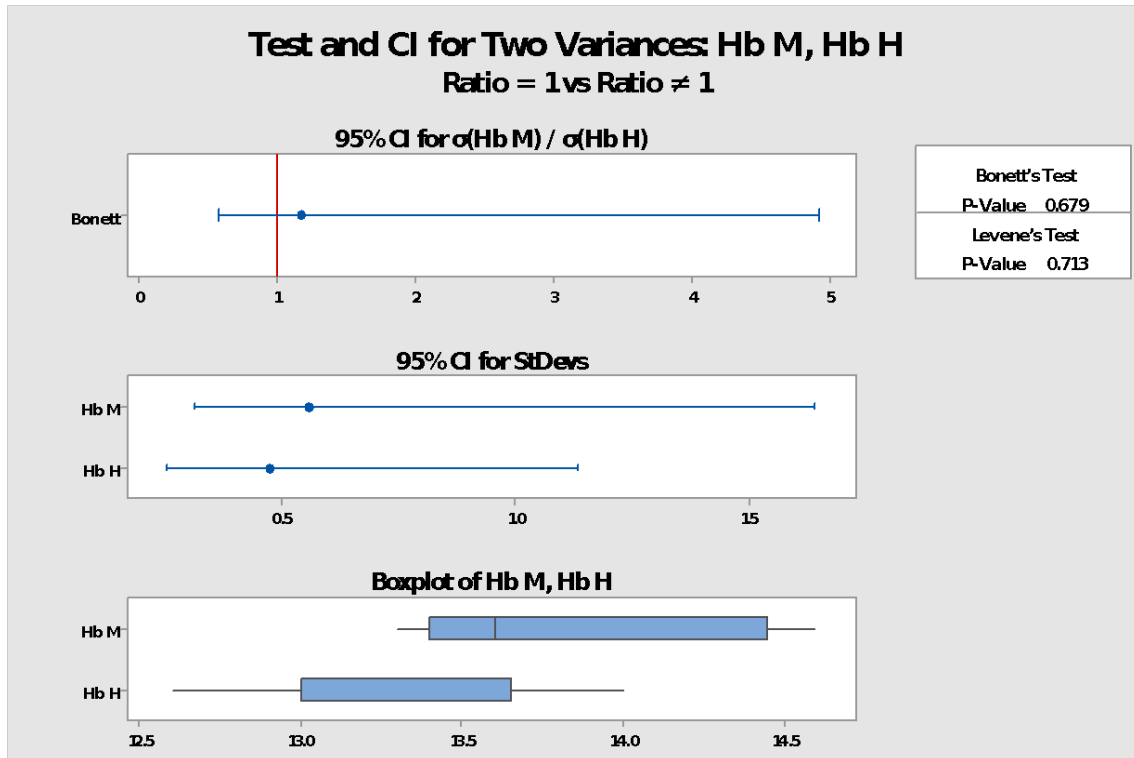
Tests

	Test			
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.679
Levene	1	12	0.14	0.713

Test and CI for Two Variances: Hb M, Hb H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or

both confidence limits cannot be calculated.



4. Conteo total de eritrocitos (CTE) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: CTE M, CTE H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{CTE M}) / \sigma(\text{CTE H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{CTE M}) / \sigma(\text{CTE H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
CTE M	5	1.062	1.128	(0.612, 3.030)
CTE H	9	2.747	7.547	(1.592, 6.059)

Ratio of standard deviations = 0.387

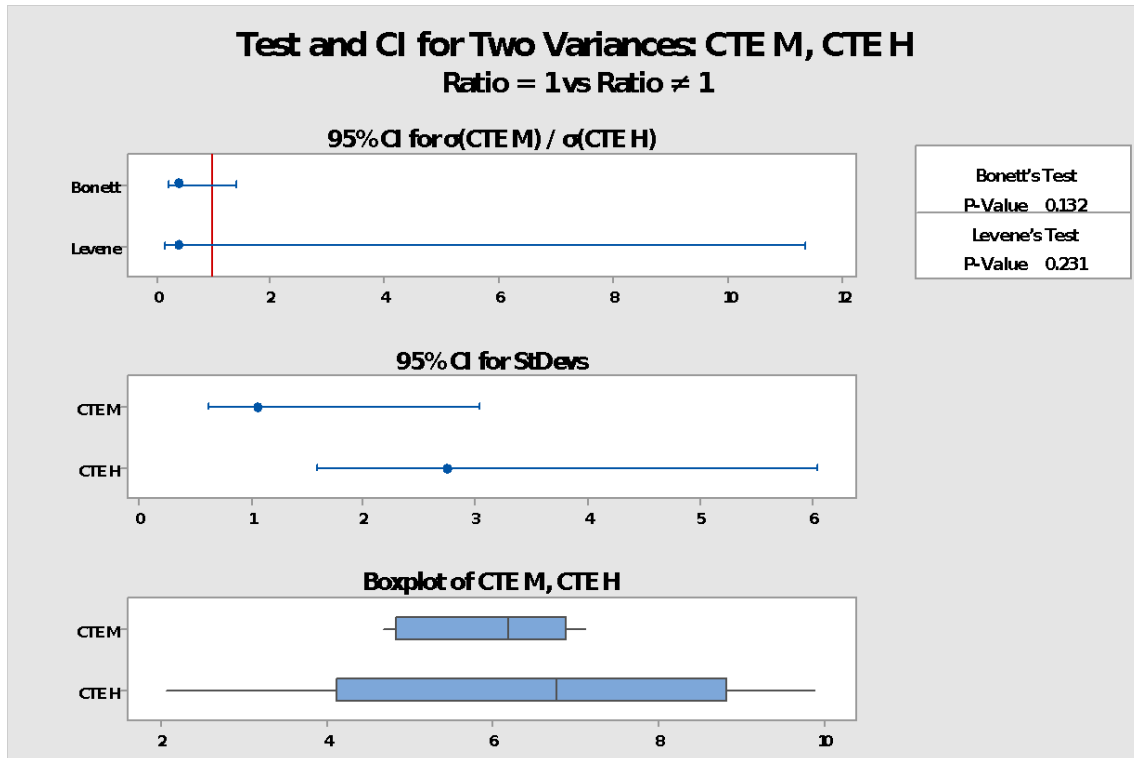
Ratio of variances = 0.149

95% Confidence Intervals

	CI for StDev	CI for
Method	Ratio	Variance Ratio
Bonett	(0.200, 1.405)	(0.040, 1.974)
Levene	(0.158, 11.361)	(0.025, 129.080)

Tests

	Test			
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.132
Levene	1	12	1.59	0.231



5. Conteo total de leucocitos (CTL) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: CTL M, CTL H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{CTL M}) / \sigma(\text{CTL H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{CTL M}) / \sigma(\text{CTL H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
CTL M	5	1.048	1.098	(0.571, 3.163)
CTL H	9	0.532	0.283	(0.222, 1.625)

Ratio of standard deviations = 1.970

Ratio of variances = 3.882

95% Confidence Intervals

	CI for StDev	CI for
Method	Ratio	Variance Ratio
Bonett	(0.879, 12.417)	(0.772, 154.185)
Levene	(0.887, *)	(0.787, *)

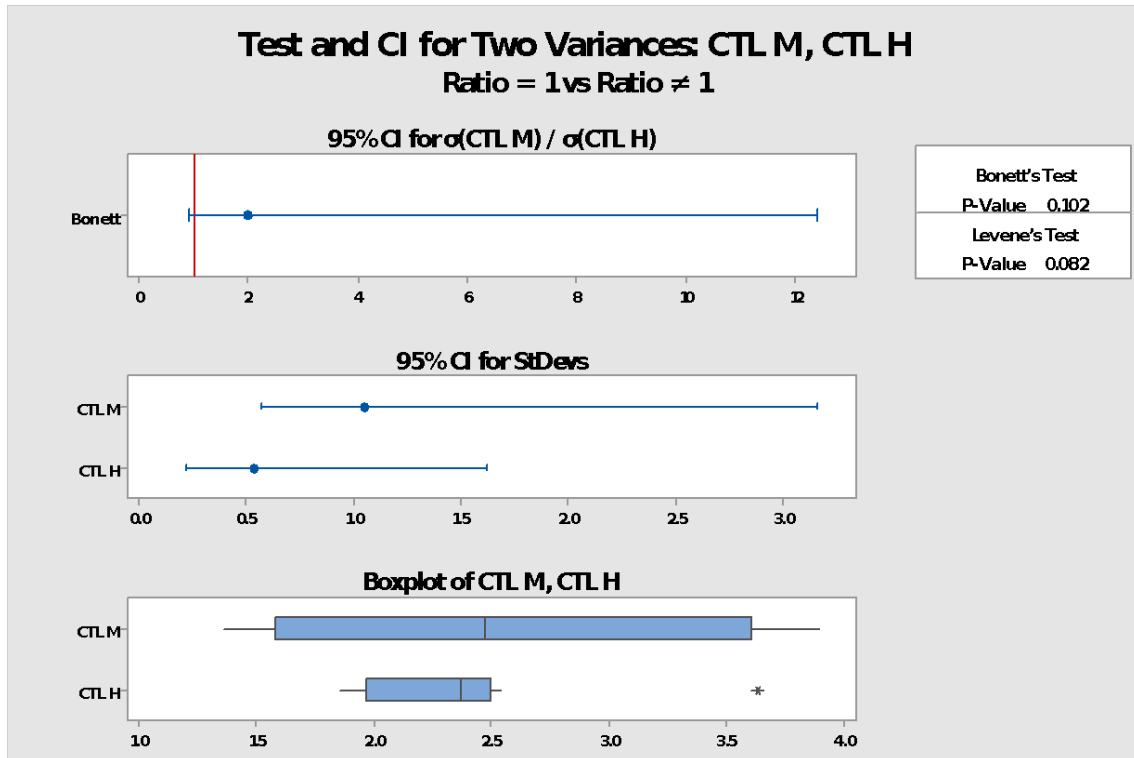
Tests

	Test			
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.102
Levene	1	12	3.61	0.082

Test and CI for Two Variances: CTL M, CTL H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or

both confidence limits cannot be calculated.



6. Trombocitos (T) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: T M, T H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{T M}) / \sigma(\text{T H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{T M}) / \sigma(\text{T H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
P M	5	0.411	0.169	(0.150, 1.847)
P H	9	0.528	0.279	(0.218, 1.633)

Ratio of standard deviations = 0.778

Ratio of variances = 0.605

95% Confidence Intervals

	CI for	
	CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(0.212, 5.006)	(0.045, 25.057)
Levene	(0.023, *)	(0.001, *)

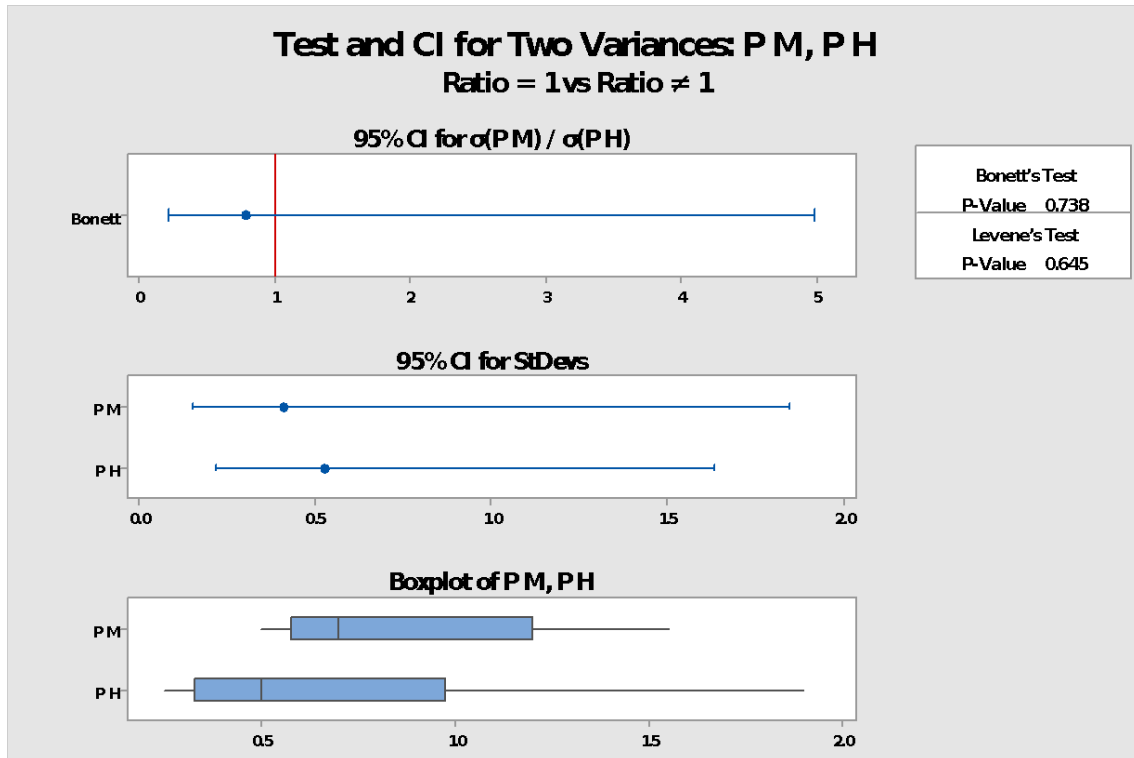
Tests

	Test			
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.738
Levene	1	12	0.22	0.645

Test and CI for Two Variances: T M, T H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or

both confidence limits cannot be calculated.



7. Eosinofilos (E) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: E M, E H

Method

Null hypothesis $\sigma(E M) / \sigma(E H) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(E M) / \sigma(E H) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
E M	5	0.082	0.007	(0.035, 0.319)
E H	9	0.142	0.020	(0.105, 0.247)

Ratio of standard deviations = 0.579

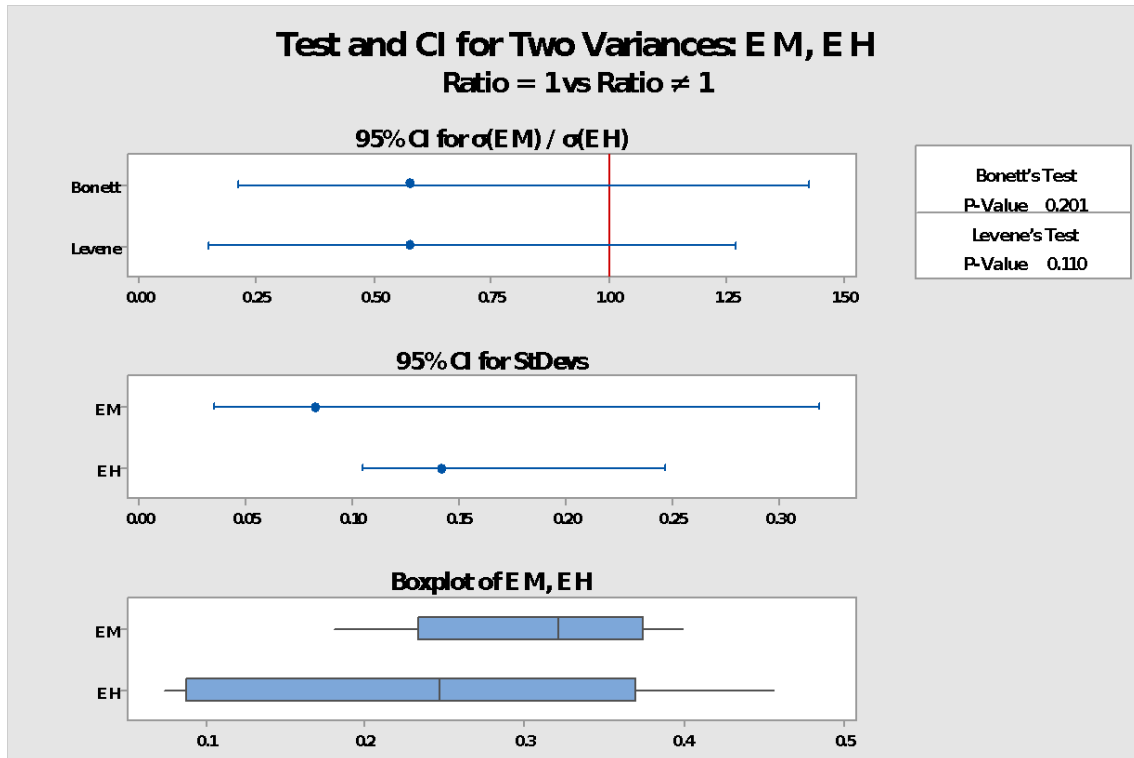
Ratio of variances = 0.335

95% Confidence Intervals

CI for		
	CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(0.209, 1.430)	(0.044, 2.046)
Levene	(0.145, 1.274)	(0.021, 1.624)

Tests

Test				
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.201
Levene	1	12	2.99	0.110



8. Basofilos (B) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: B M, B H

Method

Null hypothesis $\sigma(B M) / \sigma(B H) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(B M) / \sigma(B H) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
B M	5	0.014	0.000	(0.007, 0.043)
B H	9	0.073	0.005	(0.025, 0.273)

Ratio of standard deviations = 0.189

Ratio of variances = 0.036

95% Confidence Intervals

		CI for	
		CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio	Ratio
Bonett	(0.079, 1.679)	(0.006, 2.817)	
Levene	(0.079, *)	(0.006, *)	

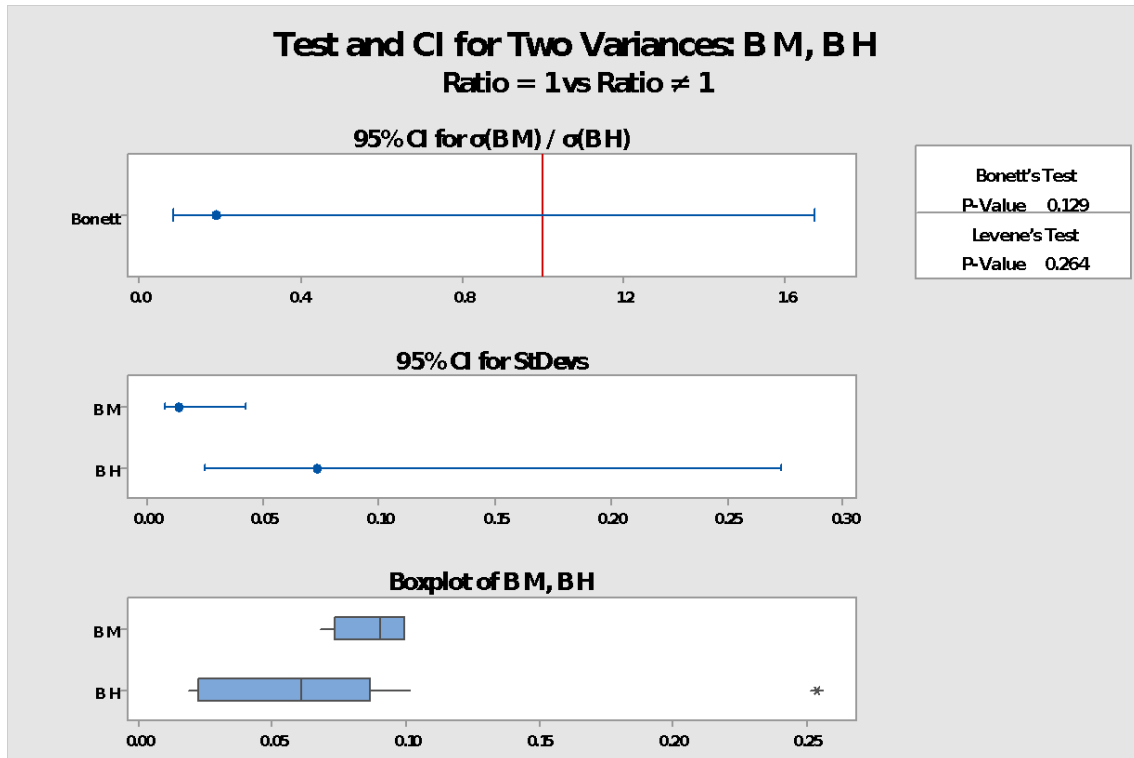
Tests

Test				
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.129
Levene	1	12	1.37	0.264

Test and CI for Two Variances: B M, B H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or

both confidence limits cannot be calculated.



9. Monocitos (M) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: M M, M H

Method

Null hypothesis $\sigma(M M) / \sigma(M H) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(M M) / \sigma(M H) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
M M	5	0.035	0.001	(0.012, 0.172)
M H	9	0.139	0.019	(0.080, 0.307)

Ratio of standard deviations = 0.251

Ratio of variances = 0.063

95% Confidence Intervals

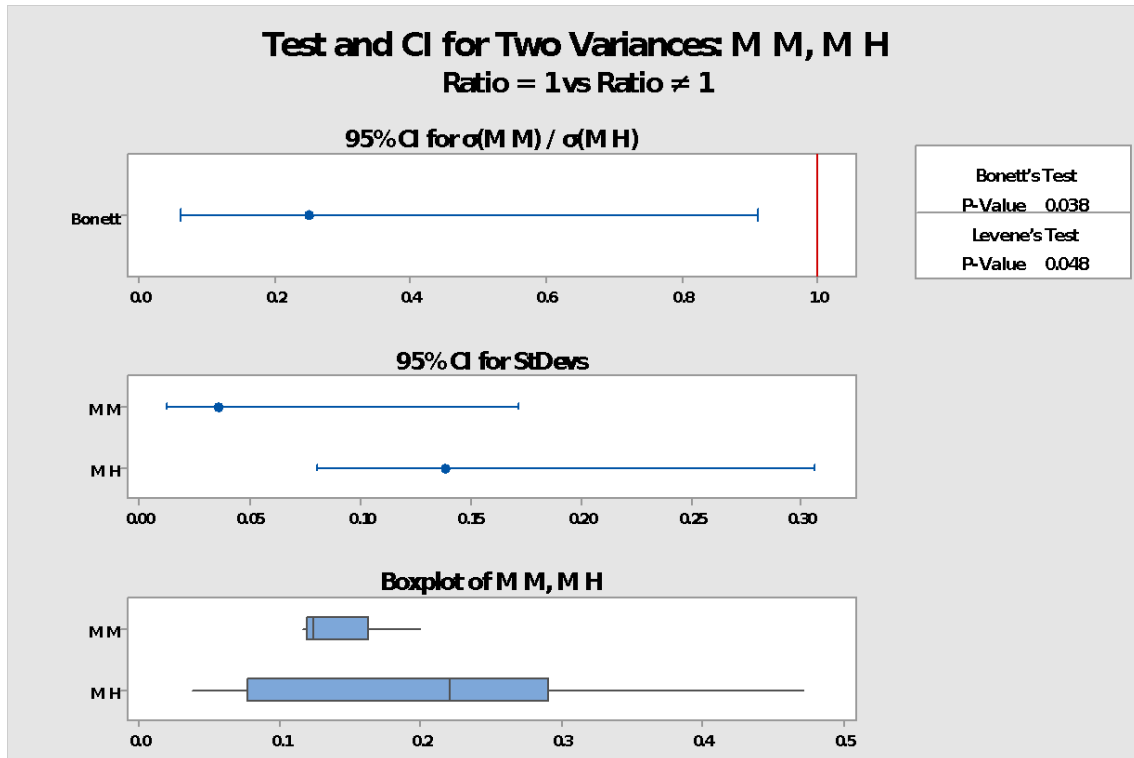
	CI for	
	CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(0.059, 0.915)	(0.004, 0.836)
Levene	(*, 0.958)	(*, 0.917)

Tests

	Test			
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.038
Levene	1	12	4.86	0.048

Test and CI for Two Variances: M M, M H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or both confidence limits cannot be calculated.



10. Linfocitos (L) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: L M, L H

Method

Null hypothesis $\sigma(L M) / \sigma(L H) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(L M) / \sigma(L H) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
L M	5	1.013	1.025	(0.544, 3.097)
L H	9	0.254	0.065	(0.185, 0.446)

Ratio of standard deviations = 3.986

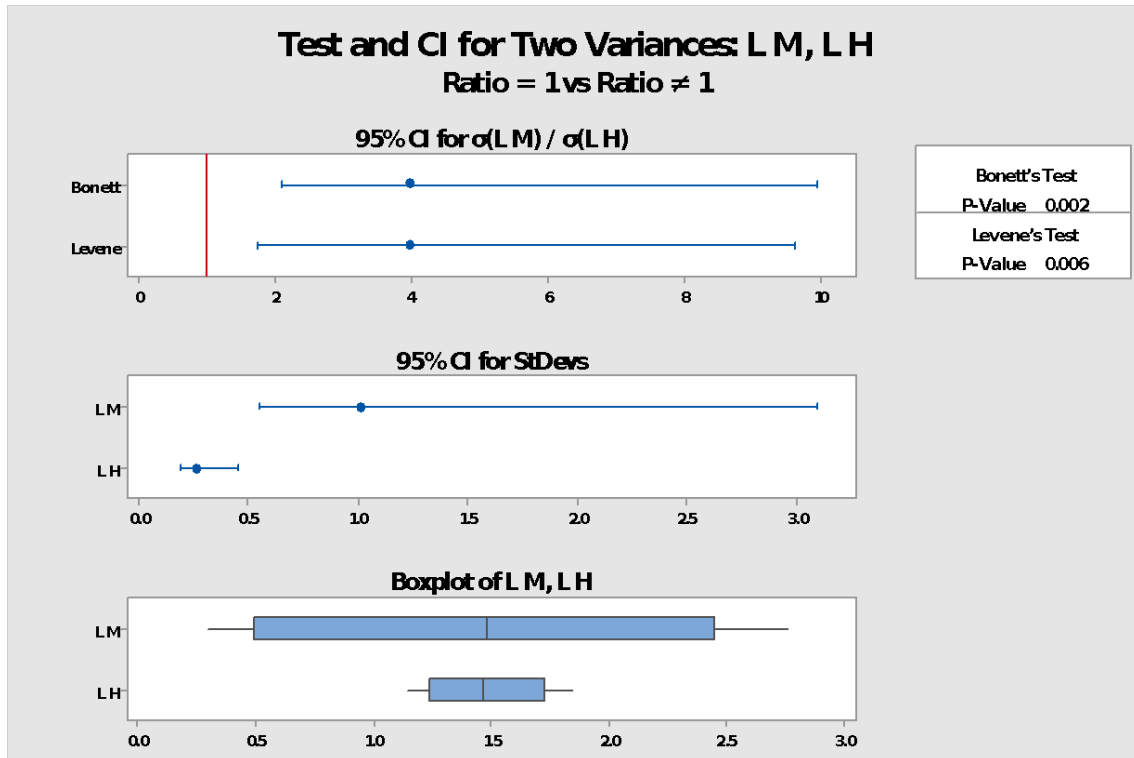
Ratio of variances = 15.888

95% Confidence Intervals

		CI for	
		CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio	Ratio
Bonett	(2.087, 9.976)	(4.354, 99.525)	
Levene	(1.745, 9.651)	(3.045, 93.142)	

Tests

Test				
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.002
Levene	1	12	10.88	0.006



11. Heterofilos (H) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: H M, H H

Method

Null hypothesis $\sigma(H M) / \sigma(H H) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(H M) / \sigma(H H) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
H M	5	0.105	0.011	(0.047, 0.385)
H H	9	0.180	0.032	(0.073, 0.568)

Ratio of standard deviations = 0.584

Ratio of variances = 0.341

95% Confidence Intervals

	CI for	
	CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(0.211, 3.897)	(0.045, 15.188)
Levene	(0.155, *)	(0.024, *)

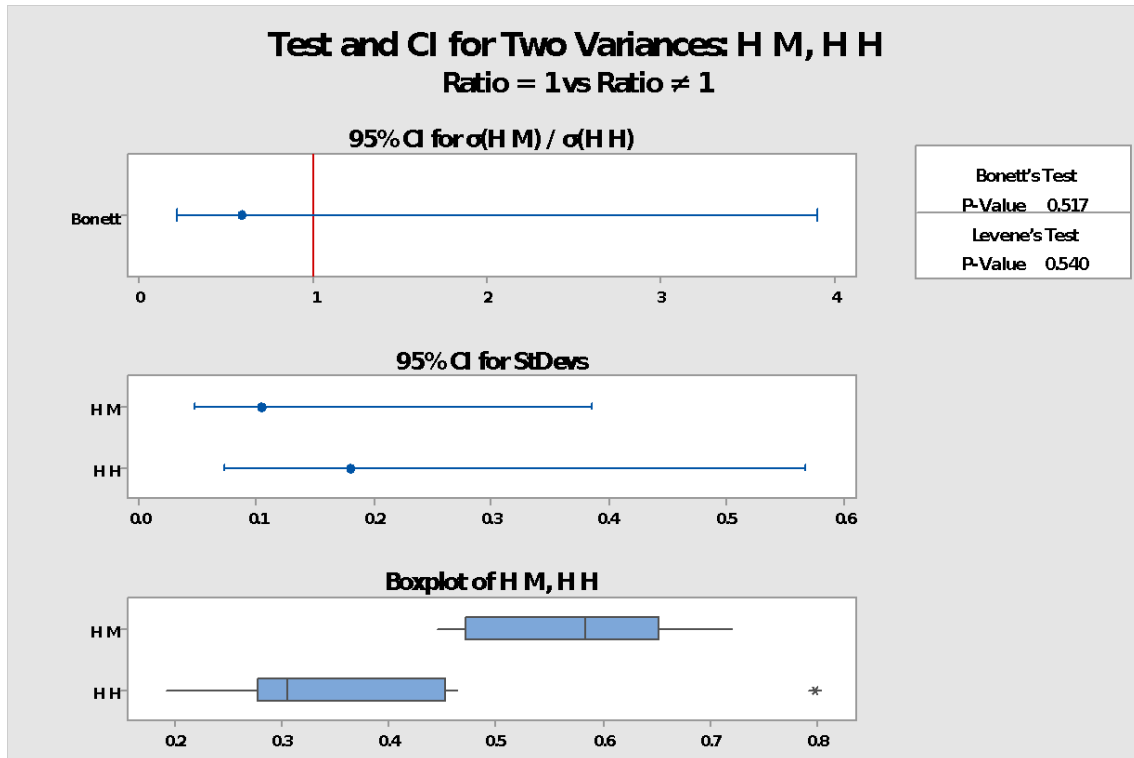
Tests

	Test			
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.517
Levene	1	12	0.40	0.540

Test and CI for Two Variances: H M, H H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or

both confidence limits cannot be calculated.



12. Volumen corpuscular medio (VCM) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: VCM M, VCM H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{VCM M}) / \sigma(\text{VCM H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{VCM M}) / \sigma(\text{VCM H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
VCM M	5	14.346	205.814	(8.897, 38.048)
VCM H	9	55.169	3043.574	(21.672, 179.533)

Ratio of standard deviations = 0.260

Ratio of variances = 0.068

95% Confidence Intervals

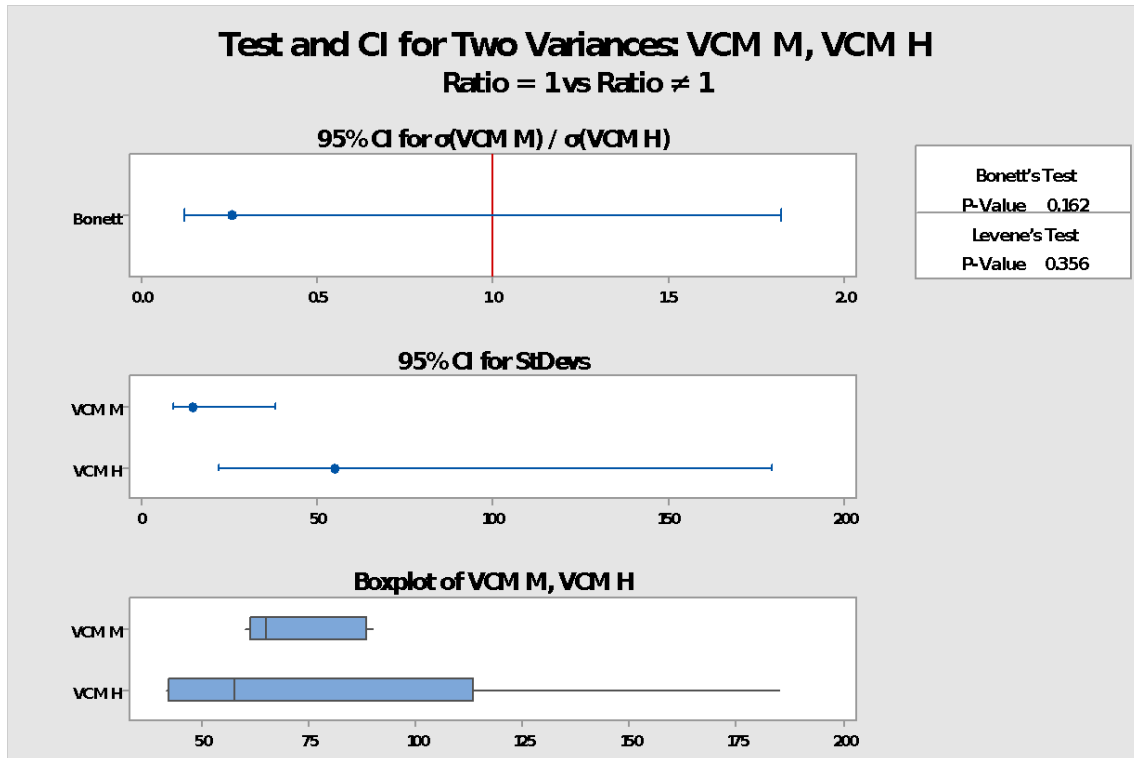
		CI for	
		CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio	Ratio
Bonett	(0.124, 1.823)	(0.015, 3.323)	
Levene	(0.062, *)	(0.004, *)	

Tests

Test				
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.162
Levene	1	12	0.92	0.356

Test and CI for Two Variances: VCM M, VCM H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or both confidence limits cannot be calculated.



13. Hemoglobina corpuscular media (HCM) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: HCM M, HCM H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{HCM M}) / \sigma(\text{HCM H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{HCM M}) / \sigma(\text{HCM H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for

Variable	N	StDev	Variance	StDevs
HCM M	5	25.895	670.553	(13.755, 80.178)
HCM H	9	11.225	125.998	(6.227, 25.866)

Ratio of standard deviations = 2.307

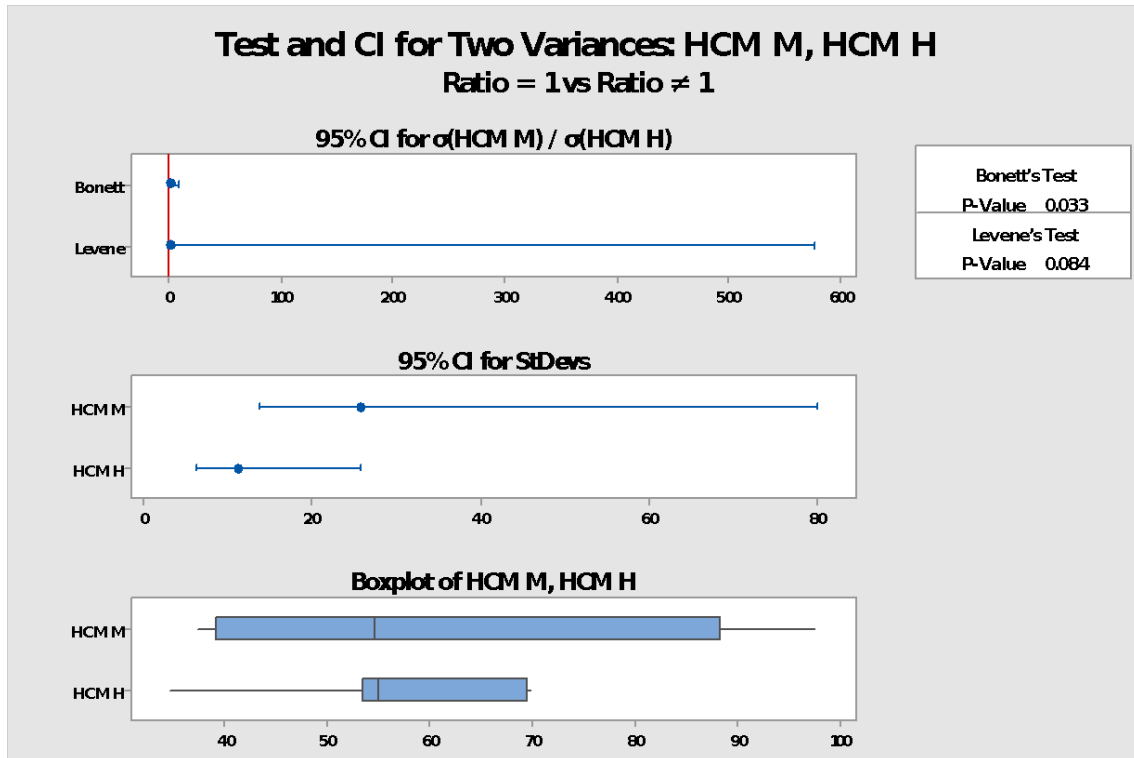
Ratio of variances = 5.322

95% Confidence Intervals

	CI for StDev	CI for Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(1.090, 9.026)	(1.188, 81.464)
Levene	(0.850, 578.898)	(0.723, 335123.262)

Tests

	Test			
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.033
Levene	1	12	3.56	0.084



14. Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) de machos (M) y hembras (H)

Test and CI for Two Variances: CHCM M, CHCM H

Method

Null hypothesis $\sigma(\text{CHCM M}) / \sigma(\text{CHCM H}) = 1$

Alternative hypothesis $\sigma(\text{CHCM M}) / \sigma(\text{CHCM H}) \neq 1$

Significance level $\alpha = 0.05$

Statistics

95% CI for				
Variable	N	StDev	Variance	StDevs
CHCM M	5	0.572	0.327	(0.245, 2.192)

CHCM H 9 1.542 2.379 (0.707, 4.299)

Ratio of standard deviations = 0.371

Ratio of variances = 0.137

95% Confidence Intervals

CI for		
	CI for StDev	Variance
Method	Ratio	Ratio
Bonett	(0.129, 2.000)	(0.017, 4.000)
Levene	(0.085, *)	(0.007, *)

Tests

Test				
Method	DF1	DF2	Statistic	P-Value
Bonett	—	—	—	0.221
Levene	1	12	1.37	0.265

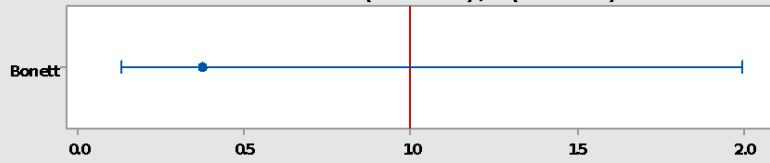
Test and CI for Two Variances: CHCM M, CHCM H

* NOTE * The interval for the ratio using Levene's method cannot be displayed because one or

both confidence limits cannot be calculated.

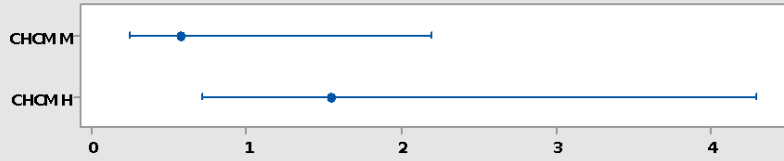
Test and CI for Two Variances: CHCM M, CHCM H Ratio = 1 vs Ratio \neq 1

95% CI for $\sigma(\text{CHCM M}) / \sigma(\text{CHCM H})$

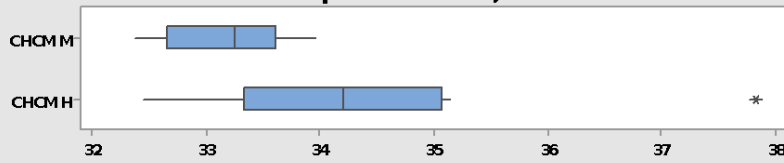


Bonett's Test
P-Value 0.221
Levene's Test
P-Value 0.265

95% CI for StDevs



Boxplot of CHCM M, CHCM H



ANEXO C. Prueba de Mann-Whitney.

1. Hematocrito (HTO) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: HTO M, HTO H

	N	Median
HTO M	5	42.000
HTO H	9	38.000

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 4.000
95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (1.000,5.000)
W = 56.0
Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.0164
The test is significant at 0.0151 (adjusted for ties)

2. Proteína plasmática (PP) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: PP M, PP H

	N	Median
PP M	5	9.400
PP H	9	9.500

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 0.100
95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-1.000,1.400)
W = 38.5
Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.9468
The test is significant at 0.9467 (adjusted for ties)

3. Hemoglobina (Hb) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: Hb M, Hb H

	N	Median
Hb M	5	13.600
Hb H	9	13.000

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 0.600

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (0.000,1.300)

W = 53.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.0455

The test is significant at 0.0420 (adjusted for ties)

4. Conteo total de eritrocitos (CTE) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: CTE M, CTE H

	N	Median
CTE M	5	6.200
CTE H	9	6.780

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is -0.970

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-3.291,2.641)

W = 31.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.4237

5. Conteo total de leucocitos (CTL) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: CTL M, CTL H

N Median
CTL M 5 2.475
CTL H 9 2.370

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 0.025
95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-0.845,1.430)
W = 39.0
Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.8939

6. Trombocitos (T) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: T M, T H

N Median
T M 5 0.7000
T H 9 0.5000

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 0.2500
95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-0.3499,0.6000)
W = 45.0
Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.3506
The test is significant at 0.3485 (adjusted for ties)

7. Eosinofilos (E) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: E M, E H

N Median
E M 5 0.3218
E H 9 0.2465

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 0.0753

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-0.0892,0.2473)

W = 43.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.5050

8. Basofilos (B) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: B M, B H

	N	Median
B M	5	0.09025
B H	9	0.06030

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 0.02995

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-0.01134,0.07104)

W = 49.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.1425

9. Monocitos (M) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: M M, M H

	N	Median
M M	5	0.1238
M H	9	0.2205

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is -0.0498

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-0.2070,0.0524)

W = 31.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.4237

10. Linfocitos (L) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: L M, L H

	N	Median
L M	5	1.485
L H	9	1.469

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 0.016

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-1.029,1.021)

W = 38.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 1.0000

11. Heterofilos (H) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: H M, L H

	N	Median
H M	5	0.5842
L H	9	1.4694

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is -0.8846

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-1.2154,-0.6247)

W = 15.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.0034

12. Volumen corpuscular medio (VCM) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: VCM M, VCM H

	N	Median
VCM M	5	64.52
VCM H	9	57.52

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 18.18

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-95.82,32.03)

W = 47.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.2301

13. Hemoglobina corpuscular media (HCM) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: HCM M, HCM H

N Median

HCM M 5 54.55

HCM H 9 55.12

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is 0.59

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-18.10,28.51)

W = 38.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 1.0000

14. Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) de machos (M) y hembras (H)

Mann-Whitney Test and CI: CHCM M, CHCM H

N Median

CHCM M 5 33.250

CHCM H 9 34.211

Point estimate for $\eta_1 - \eta_2$ is -0.961

95.4 Percent CI for $\eta_1 - \eta_2$ is (-2.207,-0.078)

W = 21.0

Test of $\eta_1 = \eta_2$ vs $\eta_1 \neq \eta_2$ is significant at 0.0329

The test is significant at 0.0325 (adjusted for ties)