



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

EVALUACIÓN HEMATOLÓGICA DE PSITÁCIDOS QUE ENTRAN A
CUARENTENA EN EL ZOOLOGICO DE GUAYLLABAMBA
COMO APOYO A SU EVALUACIÓN CLÍNICA.

Autor

Andrés Alejandro Pérez Hinojosa.

Año
2018



FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD

EVALUACIÓN HEMATOLÓGICA DE PSITÁCIDOS QUE ENTRAN A
CUARENTENA EN EL ZOOLOGICO DE GUAYLLABAMBA COMO APOYO A
SU EVALUACIÓN CLÍNICA.

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

Profesor guía
Alexander Genoy-Puerto

Autor
Andrés Alejandro Pérez Hinojosa.

Año
2018

DECLARACIÓN DEL PROFESOR GUÍA

"Declaro haber dirigido este trabajo, Evaluación hematológica de psitácidos que entran a cuarentena en el Zoológico de Guayllabamba como apoyo a su evaluación clínica, a través de reuniones periódicas con el estudiante Andrés Alejandro Pérez Hinojosa, en el décimo semestre, 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
Médico Veterinario y Zootecnista.
C.C.1757589278

DECLARACION DEL PROFESOR CORRECTOR

“Declaro haber dirigido este trabajo, Evaluación hematológica de psitácidos que entran a cuarentena en el Zoológico de Guayllabamba como apoyo a su evaluación clínica, a través de reuniones periódicas con el estudiante Andrés Alejandro Pérez Hinojosa, en el décimo semestre, 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.”

Karen Elizabeth Proaño Oleas.
Medica veterinaria y zootecnista
C.C.1003189832

DECLARACIÓN DE AUTORÍA DEL ESTUDIANTE

Declaro que este trabajo es 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.

Andrés Alejandro Pérez Hinojosa.
C.C.1720116183

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios y a mi madre, abuelos y hermana. A Dios porque me acompaño en mi formación académica, ha estado indispensable en cada decisión de mi vida, cuidándome y dándome fuerzas de seguir adelante por mis sueños, a mi madre, abuelos y hermana, quienes nunca perdieron la fe en mí, motivándome y apoyándome en cada decisión que tome en mi vida. Agradezco la confianza que depositaron toda mi familia y amigos en este reto que me propuse para ser un profesional. Gracias a ellos por los valores con que me formaron. Los amo con mi vida.

DEDICATORIA

En primer lugar a Dios por darme la oportunidad de poder realizar mi formación profesional; en segundo lugar a aquellos que nunca dejaron de apoyar en mis estudios y realizaron grandes sacrificios por darme una educación de calidad como es mi Madre Elizabeth Hinojosa, mi segunda madre Margoth Hinojosa, mi padre German Hinojosa y a mi hermana Marcela Pérez quien me dio a mi sobrino Nicolas, una razón más para seguir creciendo profesionalmente. Por ultimo a mis amigos de la carrera y a mi tutor, el Dr. Alexander Genoy, por darme la oportunidad y brindarme el conocimiento necesario para lograr mí objetivo.

RESUMEN

Actualmente en los zoológicos de Ecuador, no se realiza ningún examen clínico de las aves que ingresan a cuarentena. El presente trabajo de titulación se llevó a cabo con el objetivo de realizar una evaluación hematológica de psitácidos que entren a cuarentena en el Zoológico de Guayllabamba, como apoyo a su evaluación clínica. El estudio se llevó a cabo en el zoológico de Guayllabamba con 23 psitácidos de diferentes especies que estuvieron en el período de cuarentena. Como apoyo a la evaluación clínica de estas aves, se las sometió a pruebas hematológicas para descartar posibles enfermedades como anemias, infecciones de tipo agudo o crónico entre otras. Para un mejor manejo y disminuir el estrés en las aves, antes de la extracción de muestras de sangre se procedió a sedarlas con ketamina (0.01 ml). Una vez sedadas se procedió a tomar medidas morfométricas incluido el peso. La muestra sanguínea se colectó en tubos de anticoagulante EDTA de la vena cutánea cubital. Los parámetros medidos fueron hematocrito, proteínas totales, conteos totales de glóbulos blancos y glóbulos rojos, conteo diferencial de leucocitos y reconocimiento de posibles hemoparásitos. Los resultados obtenidos demostraron que las *Aras spp.* presentaron alteraciones como las más comunes de tipo parasitario, infeccioso y afecciones virales. Las *Amazonas spp.* presentaron problemas relacionados al estrés por captura, afecciones parasitarias, inflamaciones crónicas. Las *Aratingas spp.* y *Pionus spp.* presentaron complicaciones de estrés por manejo, infecciones, inflamaciones y parasitosis. Como conclusión se puede inferir que las aves están en un constante proceso de estrés por mal manejo, procesos de deshidratación. El posible inicio de enfermedades por procesos inflamatorios, parasitarios y micótico serían descartadas con exámenes de laboratorio más completos.

ABSTRACT

Currently in zoos in Ecuador, there are no clinical examinations of birds entering quarantine. This research paper was done with the purpose of doing an hematologic evaluation of some Psittacidae that are in Quarantine in Guayllabamba Zoo. This study was done in the Zoo with 23 Psittacidae from different species that were in Quarantine. With the clinical support this birds were tested hematological to discard some diseases like anemia, some chronicle infections and some other diseases. In order to reduce the stress in the birds, we proceeded to anesthetize them with ketamina (0.01 ml). Once we had that procedure done, we took their morphometric measures and weight. The samples blood was taken in anticoagulant tubes EDTA from the ulnar cutaneous vein. The measured parameters were: hematocrits, total proteins, leucocytes and possible parasites. The collected data has demonstrated that *Aras spp.* presented more common alterations in parasites and chronic inflammations. The *Aratingas spp.* and *Pionus spp.* presented some complications caused by stress because of the manipulation of the animals, other compilations were some infections, inflammations and parasites. To conclude, we can infer that the birds are in a constant stress process because of the bad manipulation of these animals. These birds are also dehydrated and they are in danger of some inflammatory process that can be discarded with some laboratory exams.

ÍNDICE

1	CAPITULO I: INTRODUCCIÓN	1
1.1	Hipótesis	3
1.2	Objetivos	3
1.2.1	Objetivo General.....	3
1.2.2	Objetivos específicos.....	3
2	CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO	4
2.1	Descripción física	4
2.2	Hábitat.....	4
2.3	Reproducción	5
2.4	Nutrición	5
2.5	Distribución geográfica.....	5
2.6	Clasificación taxonómica.....	6
2.7	Hemograma	6
2.8	Valores hematológicos en aves	7
2.8.1	Hematología en aves.....	7
2.8.2	Eritrocitos en aves	7
2.8.3	Leucocitos en aves	8
2.9	Mononucleares.....	9
2.9.1	Linfocitos	9
2.9.2	Monocitos	10
2.10	Polimorfnucleares	10
2.10.1	Heterófilos	10
2.10.2	Eosinófilo.....	11
2.10.3	Basófilos.....	12
2.10.4	Trombocitos.....	12
2.10.5	Hemoparásitos	13
3	CAPÍTULO III: Metodología	15
3.1	Ubicación geográfica.....	15
3.1.1	Población y muestra	16

3.1.2	Animales.....	16
3.2	Metodología	16
3.2.1	Biometría	16
3.2.2	Toma de muestra.....	16
3.3	Pruebas de laboratorio	17
3.3.1	Hemograma	17
3.3.2	Hemoglobina.....	18
3.3.3	Proteínas totales.....	19
3.3.4	Conteo total de leucocitos y eritrocitos	19
3.3.5	Frotis sanguíneo y tinción	20
3.3.6	Identificación de células sanguíneas.	21
3.3.7	Recuento diferencial leucocitario	22
3.3.8	Recuento de Trombocitos.....	22
3.3.9	Identificación de hemoparásitos	22
3.4	Diseño Experimental	23
3.4.1	Hipótesis.....	23
3.4.2	Diseño experimental.....	23
3.5	Análisis estadístico.....	23
4	CAPÍTULO IV: Resultados y discusión	24
4.1	Biometría.....	24
4.2	Estudio biométrico comparativo	24
4.3	Perfil hematológico.....	26
4.3.1	Tipos celulares.....	26
4.3.2	Eosinófilos	26
4.3.3	Heterófilos	26
4.3.4	Basófilos	26
4.3.5	Monocitos	26
4.3.6	Linfocitos	26
4.4	Hemograma	32
4.5	Estudios hematológicos comparativos	34
4.6	Parámetros que están dentro los límites normales (neutros).....	38
4.7	Parámetros que sobrepasan los límites normales (altos).....	39

4.7.1	Eritrocitos.....	39
4.7.2	Recuento total y diferencial de leucocitos.....	39
4.7.3	Basófilos	40
4.7.4	Eosinófilos	40
4.7.5	Monocitos	41
4.7.6	Linfocitos	41
4.8	Parámetros inferiores a los límites normales (bajos)	41
4.8.1	Hematocrito	41
4.8.2	Heterófilos	42
4.8.3	Linfocitos	43
4.8.4	Eritrocitos.....	43
4.9	Hemoparásitos	43
5	CAPÍTULO V: CONCLUSIONES	45
6	CAPÍTULO VI: RECOMENDACIONES.....	47
	REFERENCIAS	48

1 CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN

La hematología involucra el estudio de las células sanguíneas y su formación. Es una herramienta de gran importancia en la medicina veterinaria. La creciente demanda de una salud de calidad a en los animales tiene gran impacto a nivel económico, tanto en los dueños de mascotas, como en clínicas, hospitales y centros de investigación por esto deberían contar con equipos que nos lleven a un diagnóstico más certero.

El estudio hematológico en la actualidad es una herramienta de gran ayuda para dictaminar o descartar una enfermedad, monitorear la respuesta ante una enfermedad, establecer una prognosis o desarrollar una base de datos. Así, dentro los procedimientos que se realizan en aves que ingresan a periodo de cuarentena en instituciones zoológicas está el hemograma. La técnica permite evaluar la presencia de posibles inicios de procesos infecciosos, inflamatorios o alteraciones indicativas de estrés, que es lo que pretende esta investigación al evaluar los hemogramas de psitácidos que ingresen a en cuarentena.

La hematología involucra todo lo comprendido en sangre y tejidos irrigados por la misma, hoy en día son considerados parte fundamental en el diagnóstico en medicina aviaria. El estudio de hematología se enfoca en buscar enfermedades de la sangre, puesto que es fundamental en las funciones del cuerpo como son el transporte, la inmunidad, la oxigenación de células, el suministro de nutrientes y la coagulación, entre otras.

La realización de un hemograma es de gran importancia en la salud animal, dado que la sangre participa en múltiples procesos fisiológicos en el cuerpo; sus componentes celulares son indicativos del estado de salud de los animales. Esta metodología busca las alteraciones mínimas o exorbitantes que nos lleven a dar un diagnóstico presuntivo de alguna enfermedad o lesión. La razón por la que se busca realizar este estudio en el Zoológico de Guayllabamba es obtener valores hematológicos de Psitácidos que permitan establecer si estas aves tienen alteraciones hematológicas que indiquen la presencia de procesos

infecciosos o no infecciosos y de esta forma complementar la evaluación clínica en el sector de cuarentena.

Los parámetros a evaluar fueron el hematocrito, recuento total de eritrocitos, recuento total de leucocitos, recuento diferencial de leucocitos, proteínas totales e identificación de hemoparásitos. La identificación de estos hemosporidios es una parte indispensable y que se hace rutinariamente durante la realización de un hemograma. Así, sin duda alguna, la puesta en práctica de esta metodología buscando estos parámetros tuvo como efecto un entrenamiento apropiado para el aprendizaje y un buen manejo de laboratorios e interpretación de resultados.

La tenencia de aves silvestres como mascotas se ha incrementado, esto ha llevado a brindar ayuda con investigaciones en todo lo que concierne a la medicina veterinaria en aves (Samour, 2010). Uno de estos campos en el que se ha incursionado ha sido la hematología. Sin embargo, la información que se tiene proviene de otros países que no necesariamente se ajusta a la realidad del Ecuador, y por tal motivo, se debe tener una base de datos en la que se indique cuáles son los parámetros considerados normales y hacer un comparativo de ambos (Michael D; Willard & Tvedten, 2012).

En un estudio de psitácidos realizado en zoológicos de Venezuela, se determinaron rangos de conteos leucocitarios. Esta investigación contó con un grupo homogéneo de psitácidos, con una condición corporal aceptable y un aparente buen estado de salud. Todas las células sanguíneas que se identificaron en el estudio estuvieron en el rango normal. Los glóbulos rojos presentaron una diferencia significativa con el hematocrito, esto puede ser debido a posibles procesos anémicos en etapa inicial o mal manejo del ave

Hay que tomar en cuenta que los valores de los exámenes se pueden alterar por otros factores que influyen la fisiología de las aves, como edad, sexo, alimentación y ambiente entre otros (Chang & Jacobson, 2010) .

Sin embargo, se debe tomar en cuenta que las células sanguíneas como glóbulos blancos, rojos y trombocitos presentan diferencias muy significativas por lo que hay que identificar correctamente cada una de ellas para una interpretación confiable (Jepson, 2010).

1.1 Hipótesis

H1.-Existen alteraciones en los perfiles hematológicos en psitácidos que ingresan a la cuarentena.

H0.-No existen alteraciones en los perfiles hematológicos en psitácidos que ingresan a la cuarentena.

1.2 Objetivos

1.2.1 Objetivo General

Evaluar el hemograma de psitácidos que entran a cuarentena en el Zoológico de Guayllabamba como apoyo a su evaluación clínica.

1.2.2 Objetivos específicos

Evaluar la parte cuantitativa de las células sanguíneas del examen hematológico de los psitácidos que ingresen a la cuarentena del Zoológico de Guayllabamba.

Identificar posibles hemoparásitos, en psitácidos durante el periodo de cuarentena del Zoológico de Guayllabamba mediante el método de observación del extendido sanguíneo realizado en el hemograma.

2 CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO

2.1 Descripción física

Existen características generales de estas aves como son su mandíbula superior prominente y con inclinación hacia abajo que forma una articulación con la mandíbula inferior, la cual es más ancha y posee una curvatura hacia arriba lo que facilita la toma de alimentos. Tienen lengua con una musculatura muy desarrollada que les ayuda en la manipulación de alimentos y deglución de los mismos. Poseen un cuello corto que da soporte al cráneo, que es proporcional al cuerpo del ave, por lo general es ancho y grande (Miller & Fowler, 2012).

Los tarsos de estas aves son relativamente cortos de acuerdo a cada especie, el primer y cuarto dedo están ubicados contrariamente uno del otro lo que le da la habilidad para trepar árboles, sujetar los alimentos y objetos. Su musculatura varía en ancho y amplitud de acuerdo a cada especie (Miller & Fowler, 2012).

EL color de las plumas varía por la edad, siendo que los juveniles tienen colores ligeramente más sólidos y un iris más oscuro (Miller & Fowler, 2012).

En la estatura de estas aves hay rango amplio que va desde los 10cm a los 100 cm de acuerdo a cada especie. El peso es proporcional a la estatura (Juniper & Parr, 2010)

2.2 Hábitat

Necesita de constata luz solar y aire fresco para poder garantizar el bienestar animal, estos requerimientos ayudan a la formación de huesos más densos y un plumaje de mejor calidad. (Miller & Fowler, 2013)

Generalmente estas aves habitan en árboles pero hay excepciones de ciertas aves que son terrestres. (Tony & Mike, 2010)

2.3 Reproducción

Su anidamiento lo realizan en palmeras, acantilados u otros árboles, sus huevos son de color blanco. La incubación dura alrededor de 14 a 33 días, esta variación es por especie; Para llegar a la madurez sexual pueden pasar de 2 a 5 años. Son aves monógamas. La tenencia de estas aves en cautiverio incrementa la falla de reproducción por la poca biodiversidad. La temperatura para la incubación va de los 37.2°C a 37.5°C, considerada un ambiente húmedo. (Campbell y Ellis, 2007)

2.4 Nutrición

Tienen una dieta muy variada y eso le ayudad a su adaptación a diferentes medio ambientes. Los alimentos que consumen son semillas, frutas, cortezas, raíces, flores, néctar entre otras. No es muy frecuente pero se sabe que consumen insectos, pero a estas aves se las cataloga como herbívoros. (Tony & Mike, 2010)

Animales que estén en cautiverio se recomienda dietas liquidas para satisfacer sus necesidades básicas al día, el néctar de las frutas son los más recomendados para este ambiente. (Tony & Mike, 2010)

2.5 Distribución geográfica

La distribución de psitácidos es variada pero la mayoría habita en climas tropicales, Australia y Sur América como se muestra en la Figura 1.



Figura 1. Distribución geográfica de los psitácidos en el mundo. Tomada de (Unwin, 2011)

2.6 Clasificación taxonómica

Estas aves tienen muchas habilidades vocales por lo que son consideradas muy inteligentes, además presentan plumajes con colores muy llamativos y de colores vivos. Por esta razón algunas de estas especies están en peligro de extinción (Unwin, 2011) .

La población de *psitácidos* se estima en cifras cercanas a las 360 especies. Su clasificación taxonómica es la siguiente:

Reino: Animalia

Phylum: Chordata

Vertebrados: Subfilo Vertebrata

Aves: Clase Aves

Guacamayas, loros, pericos y cotorras Orden: Psittaciformes

Guacamayas, loros, pericos y cotorras Familia: Psittacidae.

(Unwin, 2011)

2.7 Hemograma

La obtención de sangre para su análisis es una manera rápida de saber cómo están funcionando las diferentes partes del cuerpo. Los resultados obtenidos

son solo una parte inicial del estudio, para tener certeza de cuál alteración está afectando al cuerpo, además del hemograma se necesita de otras pruebas como biopsias, citologías, ecografías, análisis químicos entre otros (Thrall, Weiser, Allison, & Campbell, 2013).

La sangre está compuesta de proteínas, aminoácidos, lípidos, carbohidratos entre otros elementos indispensables para la vida. A lo largo de la vida del animal la sangre se va renovando y se reabastece constantemente. La principal célula sanguínea para que se de este proceso se denomina célula hematopoyética pluripotente de la cual se originan los glóbulos rojos, glóbulos blancos y los trombocitos (Audretsch, Hayter, & Link, 2012).

2.8 Valores hematológicos en aves

2.8.1 Hematología en aves

La hematología involucra el estudio de las células sanguíneas y su formación. Es una herramienta de gran importancia en la medicina veterinaria (Schmaier & Lazarus, 2012).

Los estudios hematológicos involucran todo lo comprendido en sangre y tejidos irrigados por esta, hoy en día son considerados parte fundamental en el diagnóstico en medicina aviaria (Herrea et al., 2013). El estudio de hematología se ha enfocado en identificar enfermedades que alteren los parámetros sanguíneos, debido a su íntima relación con las funciones del cuerpo como la de transporte, inmunidad, oxigenación de células, suministro de nutrientes, la coagulación, entre otras (Samour, 2010).

2.8.2 Eritrocitos en aves

Se denomina eritropoyesis al proceso de formación de eritrocitos o también llamados glóbulos rojos que en su mayoría se dan a nivel de la medula ósea, este proceso se denomina eritropoyesis, inicia desde que la célula madre o progenitora, avanzando con su desarrollo toma la forma de un disco elíptico nucleado. El desarrollo de esta célula se da gracias a la eritropoyetina (Schmaier & Lazarus, 2012).

El tamaño de los eritrocitos en aves varía de acuerdo a la especie, se tiene datos de referencia al tamaño que va desde los 10.7 x 6.1µm a los 15.8 x 10.2µm. La morfología del eritrocito es elíptica aplastada y con un borde bien delimitado, posee amplio citoplasma libre en la célula (T. Campbell & Ellis, 2007).

Posee un núcleo centrado y de forma ovalada que al momento de la tinción adopta un color morado a diferencia del citoplasma que adopta un color rosa anaranjado con la tinción Romanowsky (Wright's, Giemsa). La cromatina celular se presenta de forma uniforme, tiende a aglomerarse y condensarse cada vez más (T. Campbell & Ellis, 2007). Ver figura 2.

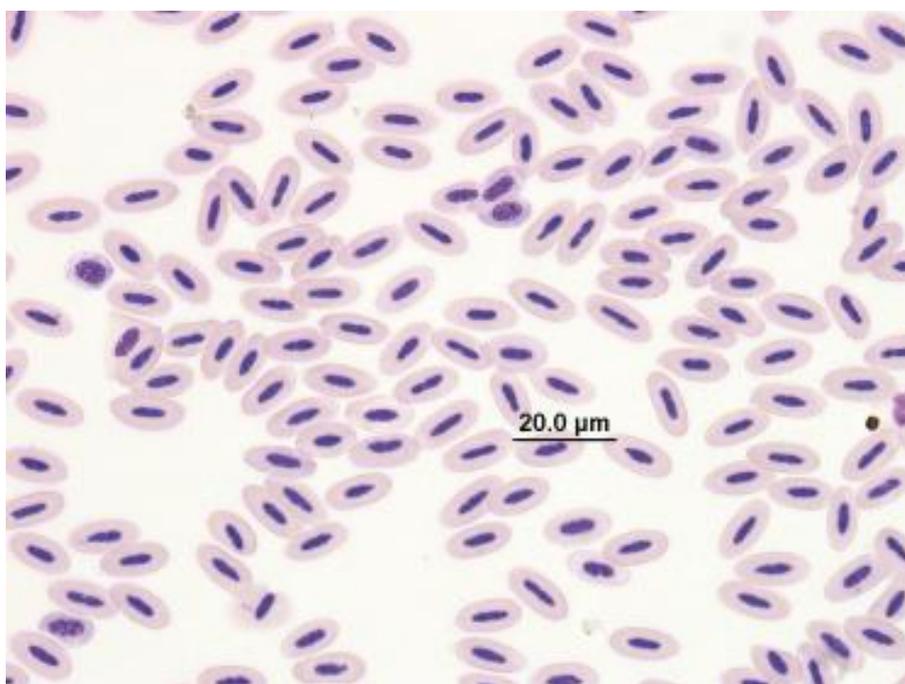


Figura 2. Eritrocitos normales en la película sanguínea de una cacatúa (Thrall et al., 2013).

2.8.3 Leucocitos en aves

La leucopoyesis es el proceso de maduración y formación de los glóbulos blancos. Estos glóbulos blancos tienen dos orígenes, uno directo de tejido mieloide de la médula ósea, del cual se derivan los neutrófilos, basófilos y eosinófilos. El otro origen se da en los hemocitoblastos directos de tejido

linfoide, aunque también pueden venir de la médula ósea y de este origen se desarrollan los linfocitos y monocitos (Martínez, Benavides, & Osorio, 2009). Estas células se generaran de manera similar en aves como en mamíferos, después de este proceso, los leucocitos maduros puedan ser liberados a la circulación periférica (T. Campbell & Ellis, 2007).

Los leucocitos de las aves se clasifican en dos principales categorías según el número de granulaciones observadas en sus núcleos y en base a la presencia de gránulos en su citoplasma: los mononucleares o agranulocíticos (linfocitos y monocitos) y los granulocitos o polinucleares (heterófilos, eosinófilos y basófilos) (Gálvez, Ramírez, & Osorio, 2009).

2.9 Mononucleares

2.9.1 Linfocitos

Estas células en aves se presentan como mono-nucleadas de forma oval o redonda, pueden medir de 5 a 10 μ m si están en mayor concentración y en comparación, si están a menor concentración, pueden llegar a las 15 μ m. El núcleo está posicionado en el centro y tiene forma redonda. El citoplasma se observa con forma basófila homogénea y puede contener granulación azurófila. Estas células están en mayor porcentaje en sangre periférica (Gálvez et al., 2009). Ver figura 3.

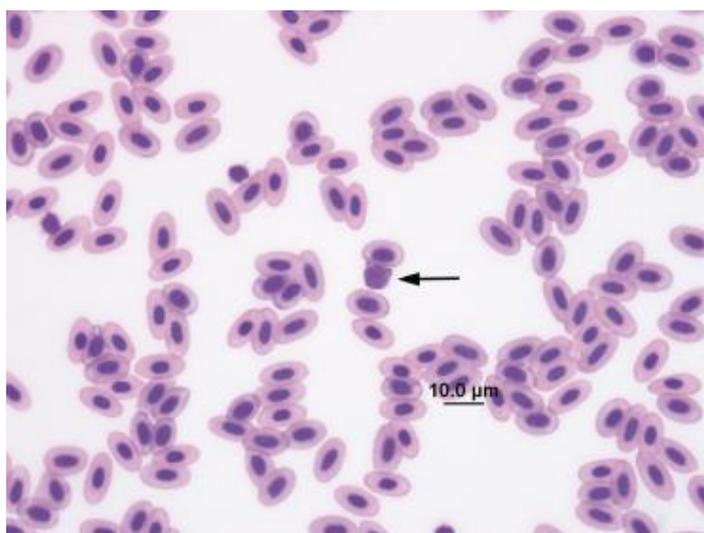


Figura 3. Un linfocito con gránulos azurófilos (flecha) en la película sanguínea de un búho (Thrall et al., 2013) .

2.9.2 Monocitos

Los monocitos son las células más grandes que circulan de la parte de los leucocitos. Su morfología es redonda y ameboidea, los núcleos se pueden presentar lobulados o redondos. El citoplasma posee una coloración azul (T. Campbell & Ellis, 2007).

Los monocitos actúan en conjunto para la reposición de macrófagos tisulares, estas células poseen la característica de fagocitar y participan en procesos de tipo inflamatorio (T. Campbell & Ellis, 2007). Ver figura 4.

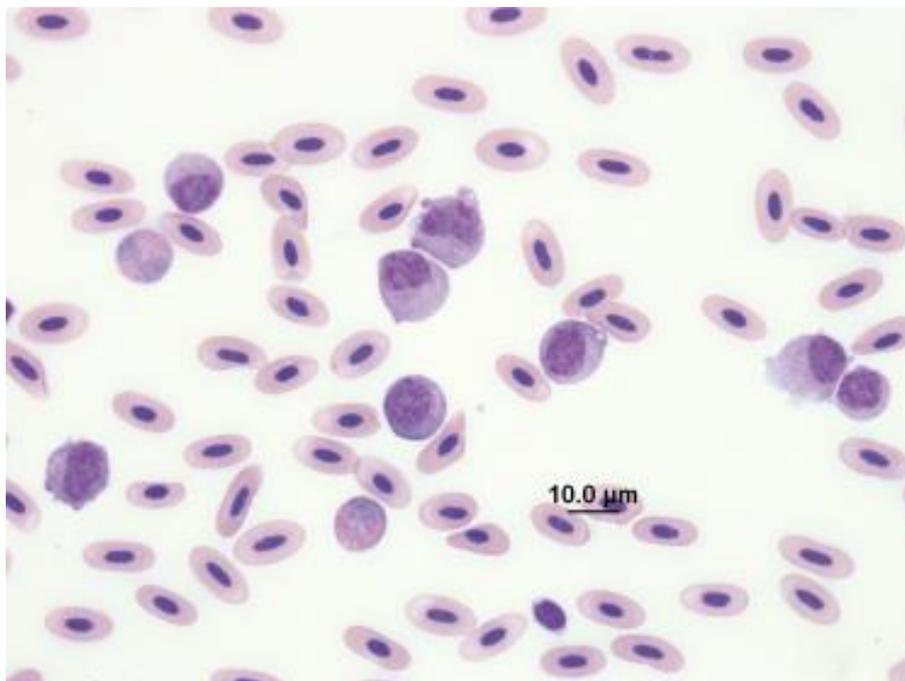


Figura 4. Ocho monocitos y dos heterófilos en la película de sangre de un ave rapaz) con una monocitosis marcada (Thrall et al., 2013).

2.10 Polimorfonucleares

2.10.1 Heterófilos

Los heterófilos en aves presenta una morfología redonda con un diámetro alrededor de las 8.8μm, el citoplasma no presenta mucha coloración y posee gran cantidad de gránulos eosinofílicos, con morfología diferente para cada ave. Presenta un núcleo normal que puede ser bi o tri lobulados con una coloración morada (Campbell & Ellis, 2007). Ver figura 5.

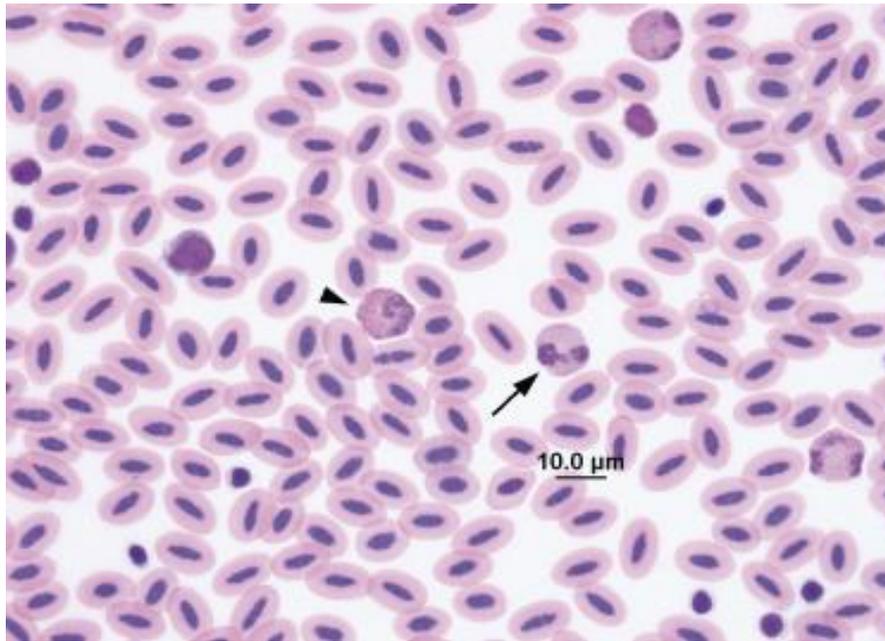


Figura 5. Un eosinófilo (flecha) y un heterófilo (punta de flecha) en la película sanguínea de un búho (Thrall et al., 2013).

2.10.2 Eosinófilo

Estas células presentan gránulos redondeados, eosinófilos y refráctales. El citoplasma se presenta de color azul con granulaciones (Gálvez et al., 2009). Ver figura 6

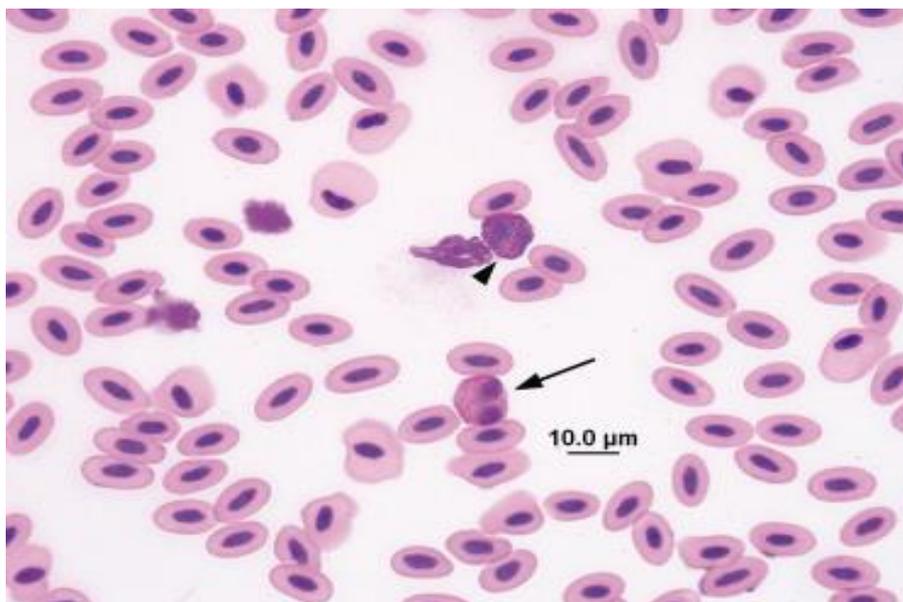


Figura 6. Un eosinófilo (flecha) y un heterófilo (punta de flecha) en la película de sangre de un águila (Thrall et al., 2013).

2.10.3 Basófilos

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 (Gálvez et al., 2009).

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 (T. Campbell & Ellis, 2007). Ver figura 7.

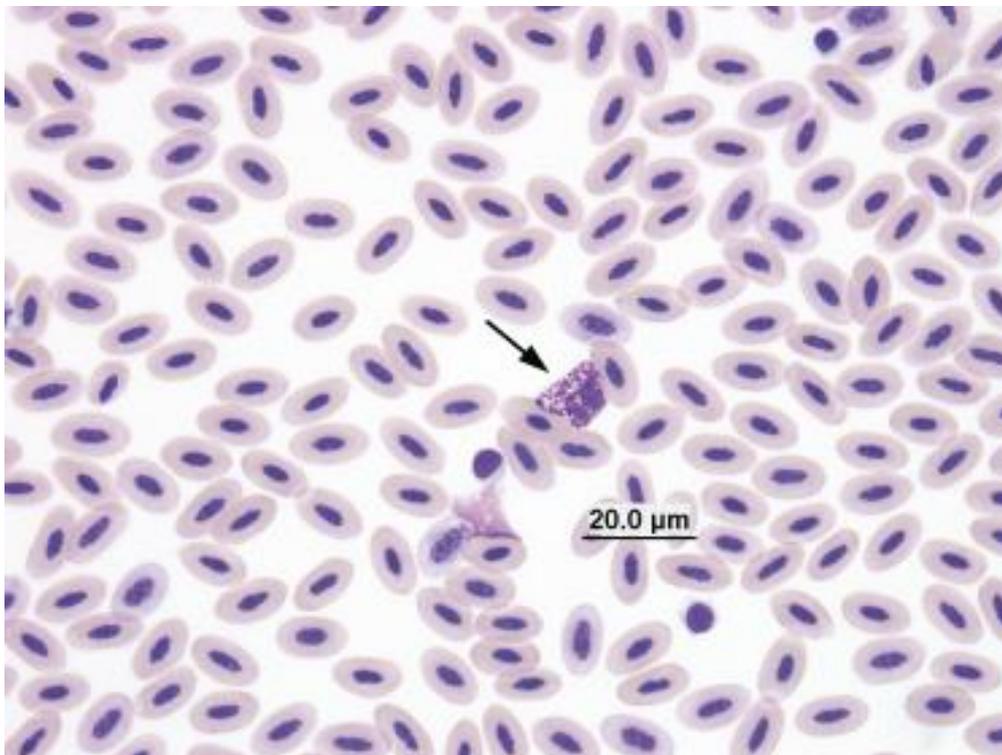


Figura 7. Un basófilo (flecha) en la película de sangre de un loro (Thrall et al., 2013).

2.10.4 Trombocitos

Estas células poseen un citoplasma ligeramente azul, el núcleo se presenta de forma oscura. Se pueden mirar granulaciones de color rosa de un tamaño inferior al eritrocito (Gálvez et al., 2009). Ver figura 8.



Figura 8. Trombocitos inmaduros (flechas) y un trombocito maduro (punta de flecha) en la película sanguínea de un loro (Thrall et al., 2013)

2.10.5 Hemoparásitos

La identificación de los hemoparásitos en aves se lo considera como un hallazgo accidental, por lo cual no es muy común encontrarlos, la razón es porque en caso de tener hemoparásitos tiene una alta probabilidad de ser depredados (Copete-Sierra, 2013).

La realización del frotis sanguíneo es la herramienta mejor conocida para la identificación de los hemoparásitos, son más visibles en los bordes del frotis cuando lo observamos al microscopio (Martínez et al., 2009).

El estudio hematológico también puede evidenciar la presencia de patógenos que causan daño a las células sanguíneas, en este caso se enfocará a la búsqueda de los hemoparásitos, entre los más vistos en aves se tiene a las especies del género *Haemoproteus*, *Trypanosoma*, *Plasmodium* y *Leucocytozoon* (Reyes, 2004). Ver figura 9.

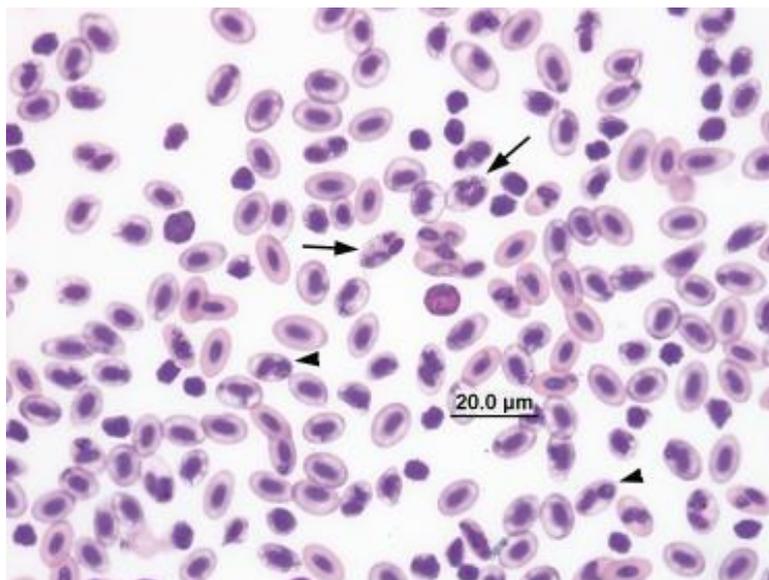


Figura 9. Plasmocitos gametocitos (flechas) y esquizogonia (punta de flecha) en la película de sangre de un skua (Thrall et al., 2013).

3 CAPÍTULO III: Metodología

3.1 Ubicación geográfica

El zoológico de Guayllabamba será el centro para realizar la investigación, se encuentra ubicado en Guayllabamba que es una de las parroquias rurales de la ciudad de Quito provincia de Pichincha, a un 20km de la ciudad de Quito. Sus coordenadas geográficas son $0^{\circ} 4' 18''$ N, $78^{\circ} 21' 26''$ O. Ver figura 10. (API Google, 2013).

En lo referente al clima se lo cataloga como seco con temperaturas que varían entre los 18° C y 28° C, con una altitud de 1.620 metros sobre el nivel del mar (Google, 2009).

Límites:

Norte: Cantón Pedro Moncayo.

Sur: Parroquias de Quinche, Yaruquí y Tababela.

Este: Cantón Cayambe

Oeste: Parroquia de Calderón

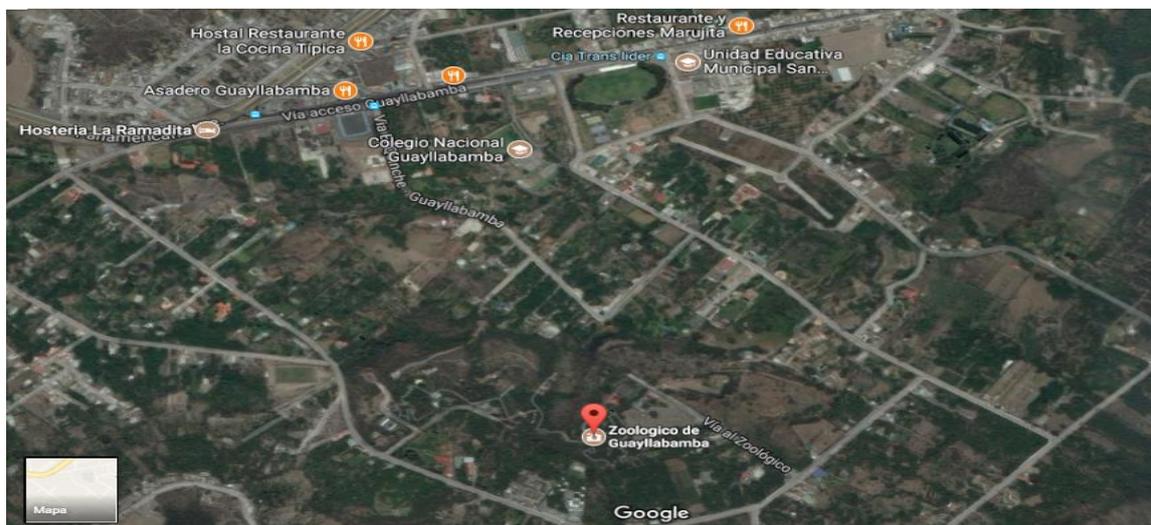


Figura 10. Ubicación geográfica del Zoológico de Guayllabamba. Tomada de Google maps (Google, 2009).

3.1.1 Población y muestra

La población está representada por 23 aves que cumplan las características fenotípicas que refiera a un psitácido y que ingresen a un periodo de cuarentena al Zoológico de Guayllabamba.

3.1.2 Animales

Todas las aves en estudio se las clasificó en 4 grupos por especie: *Amazonas*, *Pionus*, *Aratinga* y *Ara*. Estas aves ingresaron al Zoológico de Guayllabamba por motivos de decomiso, donaciones o simplemente los abandonaban en cajas en la puerta del zoológico. Se tomó la muestra de sangre de cada una, para posterior realizar el examen hematológico y revisar su estado físico general.

3.2 Metodología

3.2.1 Biometría

Una vez realizado el examen físico general se procede a la toma de medidas morfométricas más usadas en aves como: largo de alas, largo de cola, largo de tarso y circunferencia de tórax. Las medidas fueron tomadas con una cinta métrica en centímetros. La toma de peso se lo realizo con una balanza.

3.2.2 Toma de muestra

Para asegurar la calidad y conservación de la muestra se siguió este protocolo:

- Elaboración de una anamnesis que se complementó con la historia clínica suministrada por el área veterinaria del Zoológico,
- Obtención de la muestra para hematología de la vena subclavia (vena cutánea *ulnaris superficialis*) localizada en la articulación del codo y está formada por los huesos radio-cubital-húmero. Esta vena se presentó muy superficial lo que facilita el acceso para la toma de muestra (Ochoa & Bouda, 2007). El calibre de aguja fue de 25 G con jeringas de 3ml.
- Recolección de las muestras en tubos con EDTA (ácido etilendiaminotetraacético). El EDTA actúa directamente en la conservación de las células sanguíneas y no tiene efectos sobre las

tinciones para frotis sanguíneos (Ochoa & Bouda, 2007). Teniendo en cuenta de no extraer más del 10% del peso vivo del ave, se tomaron las muestras y se re envasaron en el tubo de EDTA de 1ml.

- Homogeneización por diez veces para garantizar fusión del anticoagulante con la sangre; después de este procedimiento se dejó en la jeringa tres a cuatro gotas de sangre para realizar los extendidos sanguíneos (Ochoa & Bouda, 2007). Ver figura 11.



Figura 11. Toma de muestra de sangre. Fuente: Pérez.2017

- Ubicación de las muestras en un cooler con gel o hielos para refrigeración hasta el Laboratorio de Bioquímica de la Universidad de Las Américas, donde se inició su procesamiento. Para el procesamiento no se excedió de ocho a diez horas desde la toma de muestra y el transporte de las mismas hasta el laboratorio para su procesamiento.(Ochoa & Bouda, 2007).

3.3 Pruebas de laboratorio

3.3.1 Hemograma

Se obtuvieron los siguientes parámetros: hematocrito, proteínas totales, conteo total de eritrocitos y leucocitos, recuento diferencial de leucocitos y trombocitos (Audretsch et al., 2012)

3.3.1.1 Hematocrito

Para determinar este hematocrito, se llenó hasta las $\frac{3}{4}$ partes de un capilar con la muestra de sangre con EDTA, se aseguró bien con plastilina un extremo. Se tomó dos capilares por cada muestra de sangre. A los capilares se los colocó en la microcentrífuga siempre uno al contrario de otro, se los centrifugo a 12.000rpm por 5 minutos. Para la interpretación se colocó el capilar previamente centrifugado en la tabla para lectura de hematocrito. Hay que hacer coincidir el extremo distal del plasma en la línea A y el extremo distal del suero en la línea B. Una vez realizado esto se tomó la medida de la línea C que es la unión entre el plasma y el suero (Samour, 2010) Ver figura 12.



Figura 12. Hematocrito imagen A; Medición de hematocrito imagen B. Fuente: Pérez.2017

3.3.2 Hemoglobina

La medición de hemoglobina puede ser complicada debido a que los eritrocitos de las aves son nucleados, la identificación de estos se debe realizar mediante medidas colorimétricas que liberan los eritrocitos al momento de su lisis, así se puede medir su hemoglobina liberada (Samour & Jaime, 2010).

Este procedimiento no se lo pudo realizar debido a que no se contó con un capital suficiente para realizar este examen y la obtención de los reactivos para lisis de eritrocitos fueron muy complicados de conseguir.

3.3.3 Proteínas totales

Para la medición de proteínas plasmáticas se utilizó el refractómetro calibrado previamente con agua, la refracción con la misma estuvo en la línea cero (Franco G, Hoyos M, Gines F, 2009).

Posteriormente se tomó el tubo de hematocrito previamente centrifugado y se fragmentó la parte del plasma. El contenido líquido se vertió directamente sobre la cámara del refractómetro y así se inició la medición de proteínas, la lectura que arroje este procedimiento se mide en g/dl (Campbell, 2015).

3.3.4 Conteo total de leucocitos y eritrocitos

Este procedimiento se basó en la técnica de Natt y Herrick que se lo considera un método directo. Como primer paso se absorbió 0,5 ml de la sangre con EDTA usando la pipeta hematología (pipeta de Thomas), después se tomó con la misma pipeta hasta la marca azul de la misma con el reactivo, se deja reposar de 2 a 3 minutos (Samour, 2012).

Como segundo paso se procedió a depositar la muestra por medio de la misma en la cámara de Neubauer. No se debe llenar al límite la cámara para evitar la formación de burbujas que dificulta el conteo de células. Después se colocó el cubreobjetos, humedeciendo con agua los bordes externos de la cámara para que se asegure el cubre objeto, este procedimiento formó los anillos de Newton para el conteo.

Se dejó reposar la cámara con la dilución alrededor de 2 minutos, pasado este lapso de tiempo se empezó a contar los glóbulos rojos en la cámara de Neubauer en 5x16 cuadrados en el centro de la rejilla de conteo (80 cuadrados pequeños) Los resultados obtenidos se los multiplicó por 10.000, este valor está dado en micro litros (μL) (Samour, 2012)

El conteo de leucocitos se efectúa en los 4 cuadrantes de los extremos que están ubicados en la cámara de Neubauer. Los resultados obtenidos se los múltiplo por 50 y se expresó este valor en micro litros (μL) Ver figura10

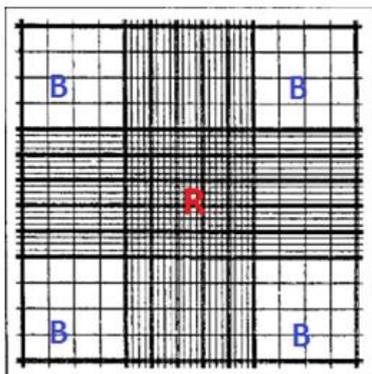


Figura 13. Cámara de Neubauer donde se observan las diferentes áreas de conteo. R= conteo de eritrocitos B= conteo de leucocitos. Fuente: (Campbell, 2015)

3.3.5 Frotis sanguíneo y tinción

El procedimiento se inició colocando una gota de sangre en un extremo de una lámina porta objeto, esta gota fresca provino de la jeringa con la que se extrajo la muestra para el tubo de EDTA. Con otro portaobjeto que se lo colocó a un ángulo de 45 grados por delante de la gota de sangre, y que espero que por capilaridad la gota se distribuyera de forma uniforme, se realizó de manera firme el extendido llevando la lámina a lo largo de la otra (Michael D. Willard & Tvedten, 2004).

La hematología en aves presenta una complicación al momento de realizar el frotis debido a que los eritrocitos son nucleados y, eventualmente sufre de hemólisis por lo cual no se llegan a fijar bien (T. Campbell & Ellis, 2007). Dado esta particularidad los laboratorios recomiendan el uso de tinciones que tiene como componente principal el metanol absoluto, las tinciones que presentan estas características serían la Giemsa modificado y la tinción de Leishman (Samour, 2010).

Para la investigación se optó por la tinción Giemsa modificado. Como protocolo se procedió a suspender el frotis en un estante para teñir y lavar la placa (Samour, 2010).

- Teñir por 10 minutos con Giemsa modificado. Ver figura 6.

- Verter un volumen similar de agua destilada hasta obtener un color verde metálico, dejamos reposar por 5 minutos.
- Lavar y retirar el exceso con agua.
- Dejar secar y observar.



Figura 14. Tinción de frotis sanguíneos. Fuente: Perez.2017

3.3.6 Identificación de células sanguíneas.

Se inició con la investigación de las características principales de cada tipo de glóbulo rojo (eritrocitos) y de glóbulos blancos como: heterófilos, basófilos, linfocitos, monocitos y eosinófilos. Identificada cada célula se realizó la visualización de la misma usando los frotis sanguíneos teñidos y se observaron con el microscopio Olympus BX51 con cámara Olympus DP71 (olympus corporation, Japon) y el software Cellsens de Olympus (olympus corporation, Japon). Ver figura 7.



Figura 15. Microscopio con cámara utilizado en la identificación de células sanguíneas.

3.3.7 Recuento diferencial leucocitario

Este se realizó con el extendido sanguíneo tincionado. La lámina que contenía el extendido se observó al microscopio con el lente de 100X usando aceite de inmersión. El lugar más recomendable para la observación fue la cola del frotis, dado que en este lugar las células se presentaron de manera segregada y eso facilitó la interpretación y conteo. El valor total de leucocitos fue dividido en 100 (Samour & Jaime, 2010).

Lo que se visualizó al microscopio fueron las diferentes células como; basófilos, eosinófilos, linfocitos, heterófilos y monocitos. Con el resultado de estas células se realizó el recuento leucocitario diferencial absoluto (Franco G, Hoyos M, Gines F, 2009).

3.3.8 Recuento de Trombocitos

Este procedimiento se llevó a cabo de forma simultánea cuando iniciamos el recuento diferencial de leucocitos y trombocitos, a estos últimos se los multiplico por 50 y después se lo elevara a 10^3 (Samour & Jaime, 2010).

3.3.9 Identificación de hemoparásitos

Para este procedimiento se realizó con el frotis sanguíneo de manera inmediata de haber tomado la muestra de sangre y con gotas residuales de la jeringa se

inicia el extendido usando el porta objetos y se deja secar. Almacenar e identificar de manera clara (Ochoa & Bouda, 2007).

3.4 Diseño Experimental

3.4.1 Hipótesis

H1.-Existen alteraciones en los perfiles hematológicos en psitácidos que ingresan a la cuarentena.

H0.-No existen alteraciones en los perfiles hematológicos en psitácidos que ingresan a la cuarentena.

3.4.2 Diseño experimental

Esta investigación utilizará estadística descriptiva de los diferentes valores y rangos hematológicos encontrados. Además, se realizará comparación con estudios previos hechos en psitácidos. Esto permitirá realizar una inferencia del estado clínico de las aves en este local de estudio.

3.5 Análisis estadístico

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). Para le elaboración de todos los resultados se utilizó el programa Microsoft Excel 2010.

4 CAPÍTULO IV: Resultados y discusión

4.1 Biometría

Los análisis fueron realizados en un grupo de 23 aves. Los resultados obtenidos se dividieron en 4 subgrupos definidos por especie: 12 *Amazonas* spp., 3 *Aratinga* spp., 4 *Pionus* spp. y 2 *Ara* spp. Ver la Tabla 1.

4.2 Estudio biométrico comparativo

Para el estudio comparativo se encontró datos limitados solo de la especie *Amazona amazona* spp. los mismo no son muy significativos para dar una discusión confiable. Los datos tienen variación de valores, además que hay otros factores en función de especie, factores genéticos, población, territorio, hábitat, edad, sexo, estado fisiológico, que pueden variar los resultados (Durán et al., 2000). Ver tabla 1.

Los valores presentados en la tabla 1, demostraron que la especie *Ara* spp. presentaron medidas más altas a comparación de las otras especies a diferencia de las *Amazona* spp. quienes presentaron las medidas más bajas en este estudio. Inferir en estas medidas biométricas resulta complicado al tener una limitada información de estas características, para poder inferir de forma más segura sobre estas medidas se necesita que se realicen mas estudios biométricos en psitácidos.

Tabla 1.

Parámetros biométricos de psitácidos en estudio. Media \pm desviación estándar (máximo- mínimo), y estudio comparativo.

Parámetros	Pionus spp. (n=4)	Aratinga spp. (n=3)	Amazona spp. Amazona(n=14)	Ara spp. (n=2)	Durán et al., (2000) (n=380)
Largo de alas (cm)	60.50 \pm 9.17 [44.00-81.00]	49.20 \pm 8.94 [43.50-59.50]	49.00 \pm 7.26 [40.00- 57.00]	90.75 \pm 2.47 [89.00-92.50]	(18.00-22.1)
Contorno de tórax (cm)	23.86 \pm 2.11 (21.00-28.00)	17.33 \pm 1.44 (16.50-19.00)	17.13 \pm 1.65 (15.50-19.00)	30.00 \pm 00 (30-30)	-----
Largo de cola (cm)	47.32 \pm 3.59 [6.00-17.00]	13.17 \pm 1.44 [16.50-19.00]	7.60 \pm 1.07 [6.50-8.90]	26.50 \pm 16.26 [15.00-38.00]	(11.2-82.00)
Largo de tarso (cm)	2.29 \pm 0.38 (2.00-3.00)	2.17 \pm 0.76 (1.50-3.00)	1.63 \pm 0.48 (1.00-2.00)	2.75 \pm 0.35 (2.50-3.00)	
Peso (gr)	473.57 \pm 86.70 (390-700)	173 \pm 58.59 (130-240)	195.00 \pm 37.86 (170-250)	543 \pm 617.30 (107-980)	-----

Abreviaciones. n: número.

----- Parámetros altos

----- Parámetros bajos

----- Parámetros neutros

4.3 Perfil hematológico

4.3.1 Tipos celulares

En el estudio presente se logró identificar los cinco tipos de células. Como primer grupo tenemos a las polimorfonucleares como: eosinófilos, heterófilos y basófilos y como segundo grupo las mononucleares como: monocitos y linfocitos. Mediante una investigación bibliográfica amplia se logró una identificación clara y objetiva de estas células.

4.3.2 Eosinófilos

Son células que se caracterizaron por presentar gránulos redondos, eosinófilos, refráctiles, citoplasma azulado, meramente granulado y núcleo segmentado y basófilo. Ver figura 16.

4.3.3 Heterófilos

Son células que presentaron gránulos alargados y en algunos casos eosinófilos, citoplasma parcialmente incoloro y núcleo multinucleado y basófilo. Ver figura 17.

4.3.4 Basófilos

Son células que se evidenciaron son de pequeño tamaño con gránulos intensamente basófilos, su núcleo lobulado no se distingue bien por las granulaciones intensamente basílicas. Ver figura 18.

4.3.5 Monocitos

Son células presentaron forma irregular, núcleo redondo, bi-lobulado, normalmente exéntrico y citoplasma azul-gris, finamente granulado o vacuolado. Figura 19.

4.3.6 Linfocitos

Son células que se identificaron por presentar un núcleo normalmente redondo y central, con cromatina condensada, alto radio núcleo/citoplasma (escaso citoplasma), citoplasma basófilo y se diferencian tres poblaciones celulares (medianos, pequeños y grandes) Ver figura 20.

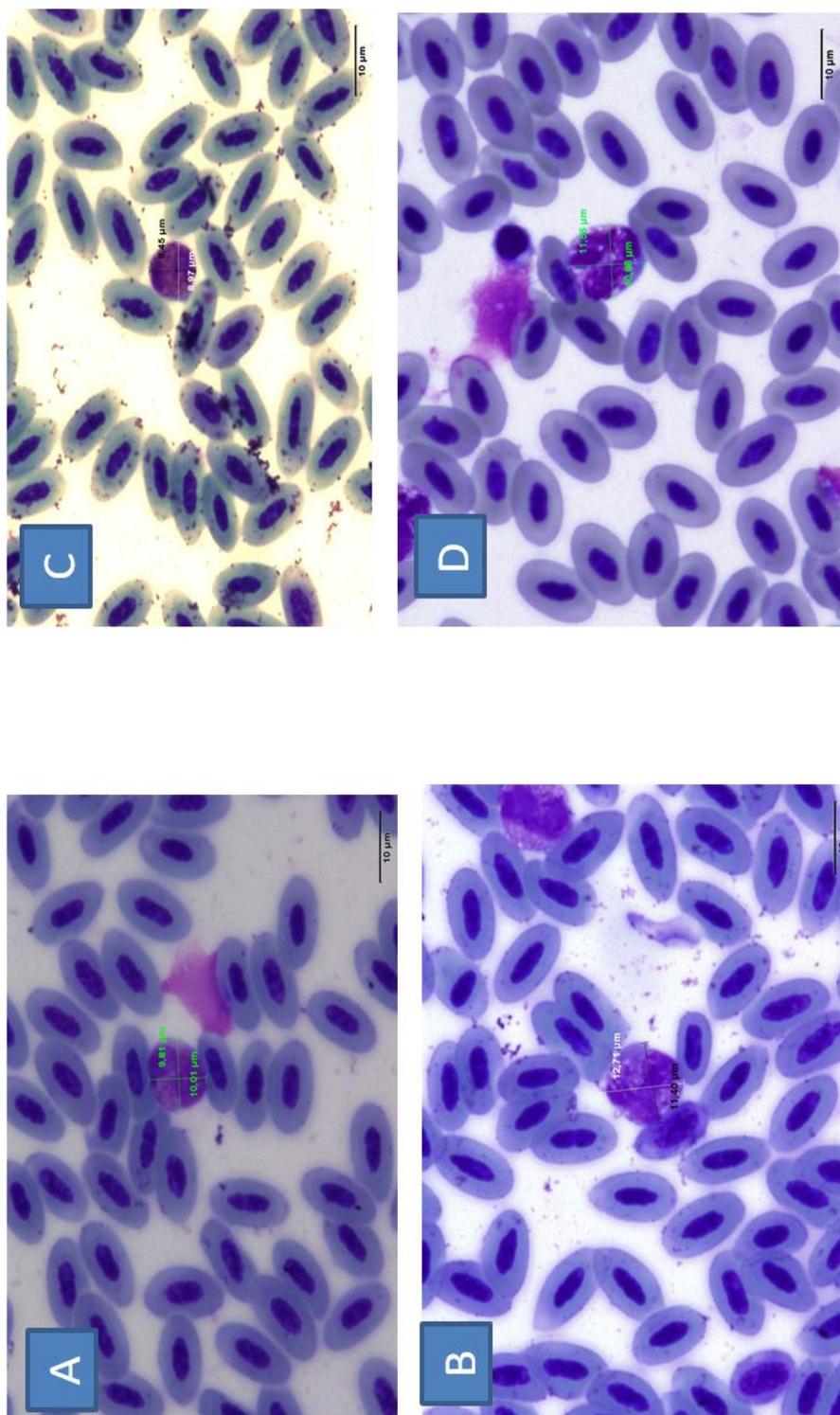


Figura 16. Eosinófilos: A (Aratinga), B (Ara), C (Pionus), D (Amazona). Fuente Pérez.2017.

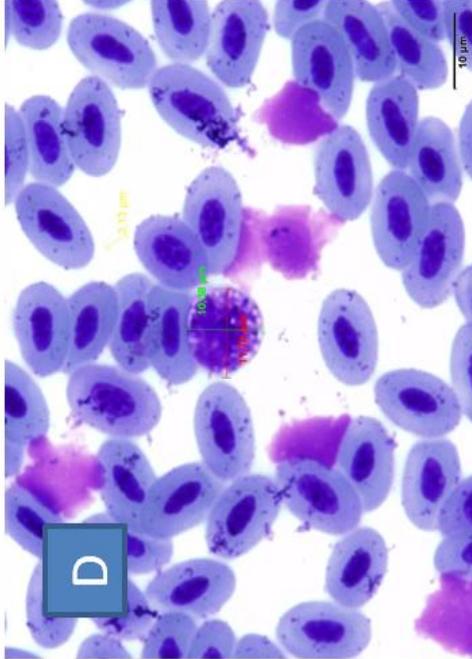
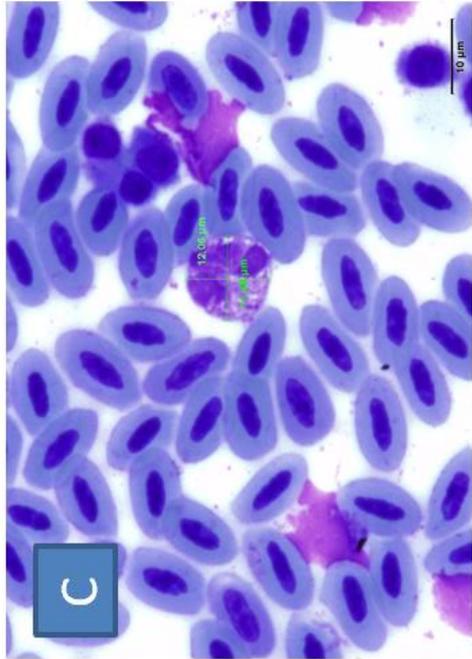
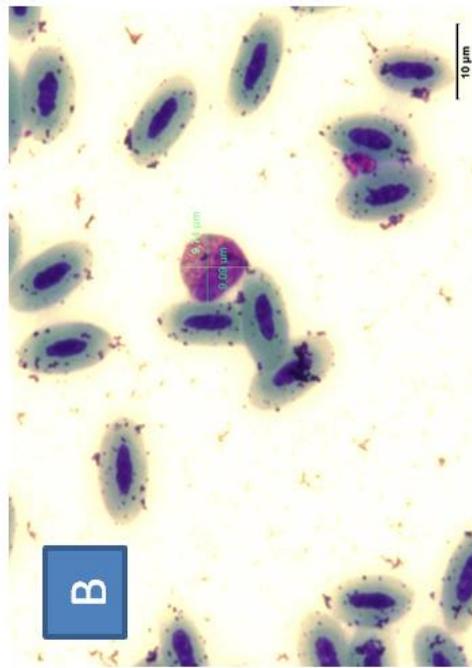
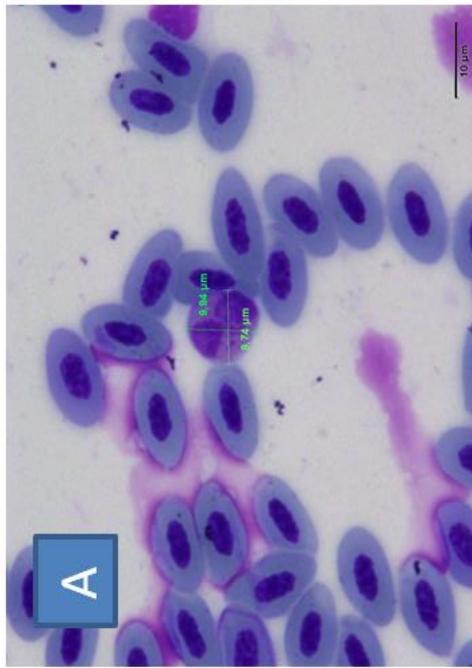


Figura 17. Heterófilos: A (Aratinga), B (Ara), C (Pionus), D (Amazona). Fuente Pérez.2017

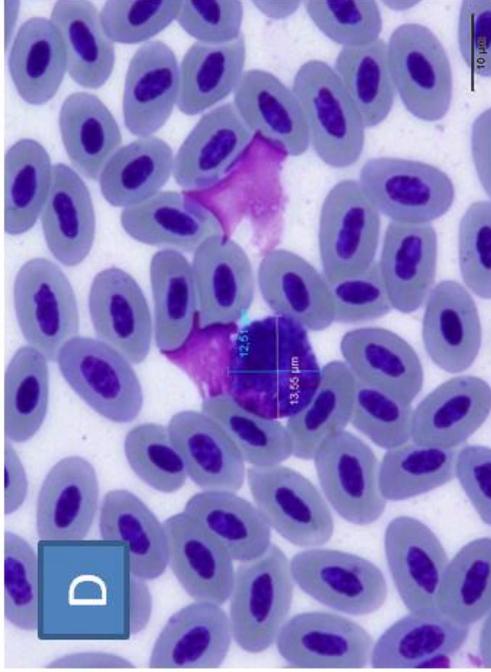
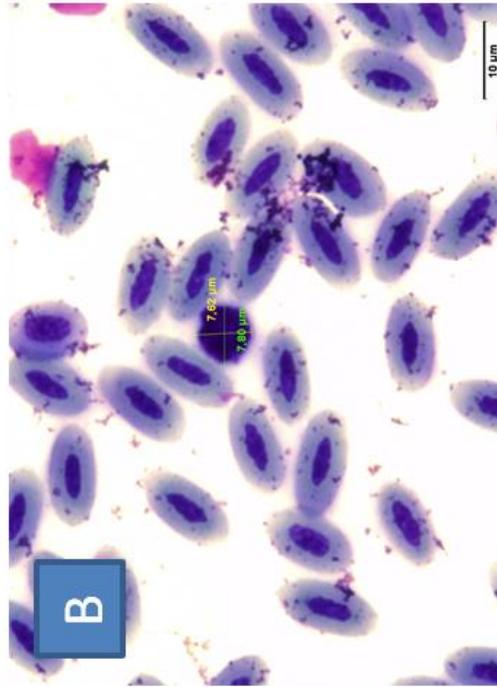
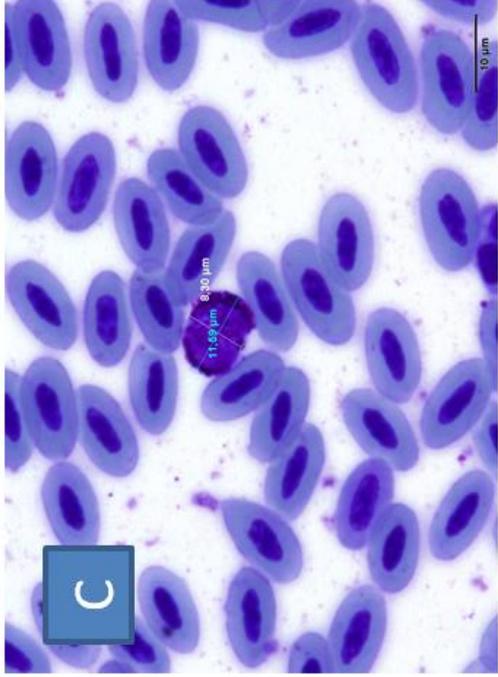
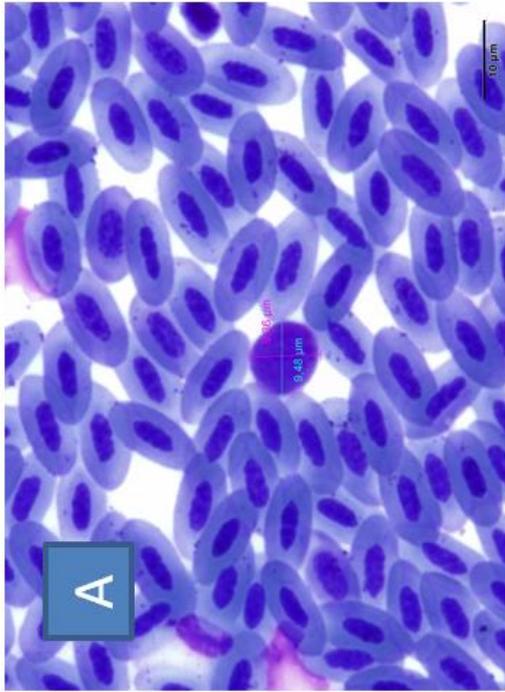


Figura 18. Basófilos: A (Aratinga), B (Ara), C (Pionus), D (Amazona). Fuente Pérez.2017

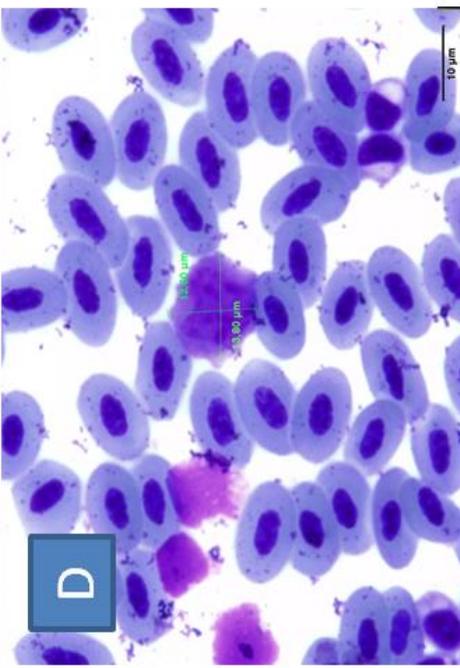
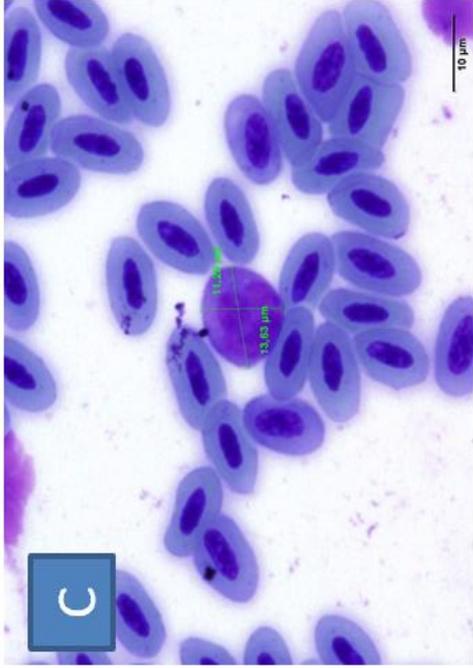
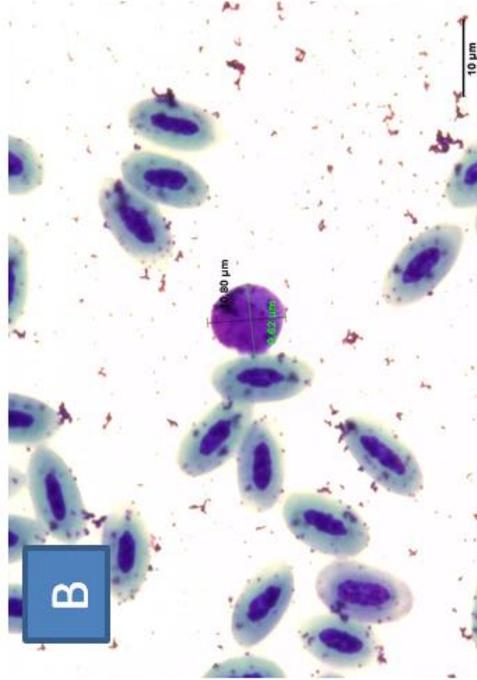
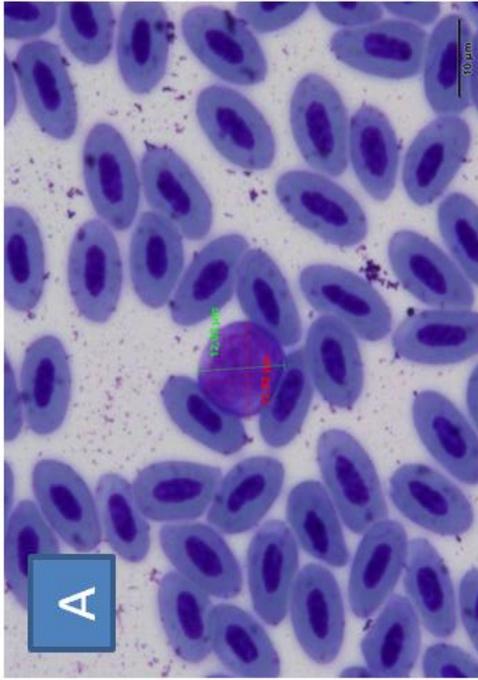


Figura 19. Monocitos: A (Aratinga), B (Ara), C (Pionus), D (Amazona). Fuente Pérez.2017.

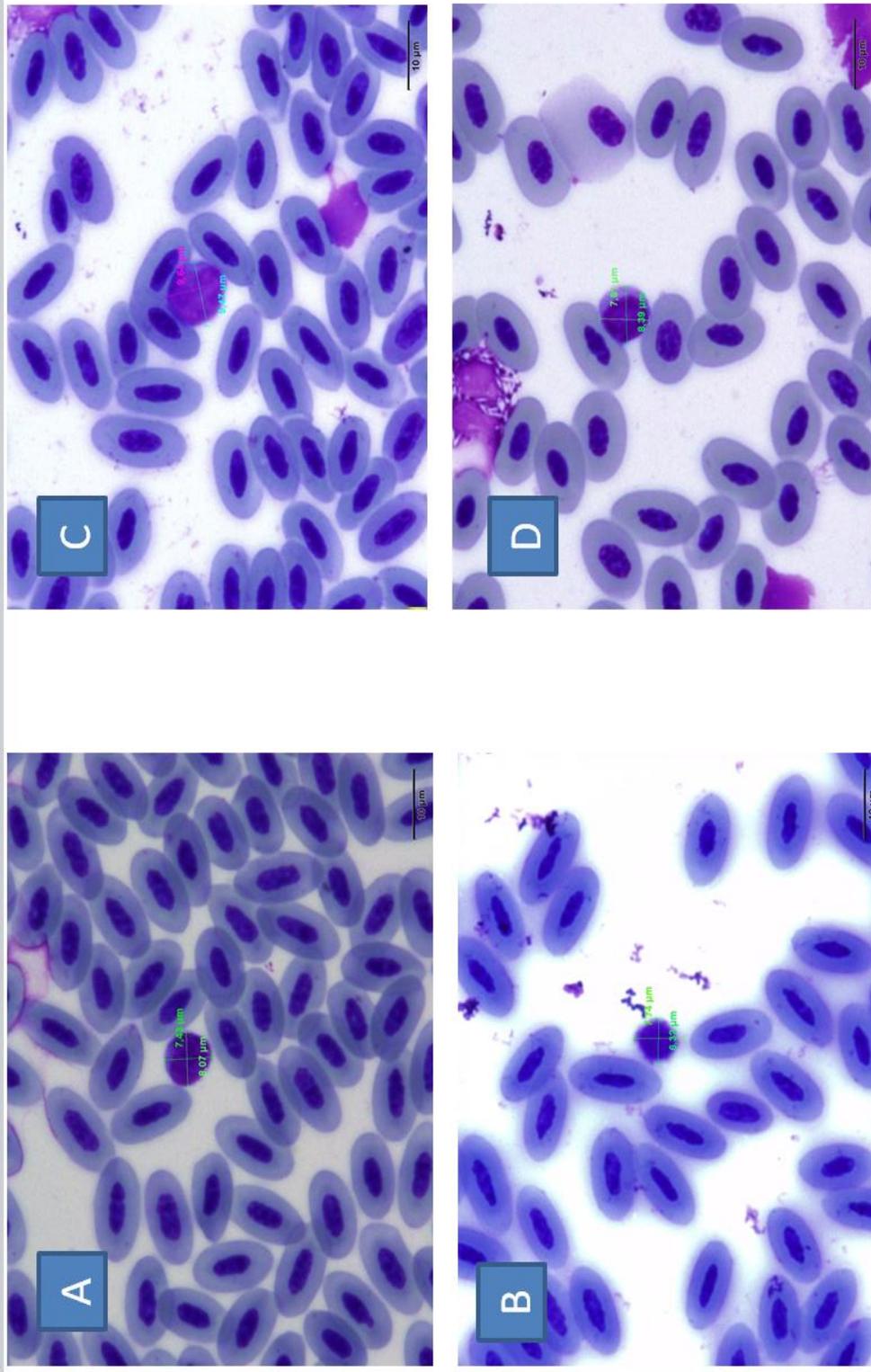


Figura 20. Linfocitos: A (Aratinga), B (Ara), C (Pionus), D (Amazona). Fuente Pérez.2017

4.4 Hemograma

Los análisis fueron realizados en un grupo de 23 aves. Los resultados obtenidos se dividieron en 4 subgrupos definidos por especie: 12 *Amazonas spp.*, 3 *Aratinga spp.*, 4 *Pionus spp.* y 2 *Ara spp.* Ver la Tabla 2.

Tabla 2.

Parámetros hematológicos de psitácidos en estudio. Media \pm desviación estándar (máximo- mínimo).

Parámetros	<i>Pionus spp.</i> (n=4)	<i>Aratinga spp.</i> (n=3)	<i>Amazona spp.</i> Amazona(n=14)	<i>Ara spp.</i> (n=2)
Hematocrito (%)	46.13 \pm 2.72 (44.00-50.00)	45.33 \pm 3.40 (41.50-48.00)	47.32 \pm 3.59 (43.50-55.00)	42.25 \pm 1.77 (41.00-43.50)
Proteína Plasmática (g/dL)	8.83 \pm 0.24 (8.50-9.00)	6.62 \pm 1.08 (5.50-7.65)	10.40 \pm 8.79 (7.00-40.90)	6.58 \pm 0.60 (6.15-7.00)
Eritrocitos ($\times 10^6/L$)	3.86 \pm 2.46 (1.86-7.21)	3.01 \pm 0.76 (2.18-3.68)	2.00 \pm 1.04 (0.69-4.37)	2.70 \pm 0.45 (2.38-3.01)
Leucocitos ($\times 10^3/L$)	3.53 \pm 2.10 (0.75-5.65)	2.12 \pm 0.61 (1.45-2.65)	2.54 \pm 1.39 (0.50-11.00)	2.53 \pm 0.60 (2.10-2.95)
Eosinófilos ($\times 10^3/L$)	6.88 \pm 3.57 (2.00-10.00)	3.83 \pm 2.75 (2.00-7.00)	4.36 \pm 3.10 (0.07-0.46)	7.50 \pm 7.07 (2.50-12.50)
Basófilos ($\times 10^3/L$)	0.37 \pm 0.75 (0.00-1.50)	1.50 \pm 0.50 (1.00-2.00)	1.00 \pm 1.13 (0.00-3.00)	2 \pm 1.41 (1.00-3.00)
Heterófilos ($\times 10^3/L$)	27.88 \pm 4.11 (23.50-32.50)	21.50 \pm 6.50 (14.00-25.50)	0.38 \pm 0.18 (0.19-0.80)	17.50 \pm 3.54 (15.00-20.00)
Monocitos ($\times 10^3/L$)	5.75 \pm 1.19 (4.00-6.50)	0.14 \pm 0.03 (0.12-0.20)	9.21 \pm 4.84 (2.00-21.50)	11.50 \pm 10.61 (4.00-19.00)
Linfocitos ($\times 10^3/L$)	17.50 \pm 4.71 (12.50-22.00)	13.83 \pm 14.87 (5.00-31.00)	19.57 \pm 7.62 (31-81.50)	44.75 \pm 22.27 (29.00-60.50)
Trombocitos ($\times 10^3/L$)	40.88 \pm 5.30 (43.00-46.50)	55.00 \pm 9.01 (65.00-47.50-65.00)	40.29 \pm 7.96 (25.00-54.50)	14.50 \pm 20.51 (0.00-29.00)

* **Abreviaciones.** n: número.

4.5 Estudios hematológicos comparativos

Antes de empezar la comparación de este estudio con otros, se deben tener consideraciones que hacen otros estudios, según Chang & Jacobson, (2010) hacen hincapié en que los valores hematológicos presentan grandes variaciones en función de especie, factores genéticos, población, territorio, hábitat, edad, sexo, estado fisiológico, entre otros. Además, de que está 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 (Schmaier & Lazarus, 2012).

Como por ejemplo las medición de proteínas totales presentan variaciones de medidas al estar influenciada por el sexo, como se da en hembras que se encuentran en ciclo reproductivo y presentan índices altos de proteínas totales (Jepson, 2010) .

Otro ejemplo ocurre con la diferencia en el recuento de leucocitos que 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 diferentes especies (T. Campbell, Ritchie, & Harrison, 1994). Además, puede estar afectado por hormonas y el estrés al que hayan sido sometidos(Croci, Just, & Hetzel, 2016)

En base a estudios realizados por Capitelli & Crosta (2013) donde se realizó un estudio retrospectivo de psitácidos que viven en Italia en donde mediante los exámenes hematológicos y químicas sanguíneas buscaban descartar cuales son las principales afecciones a las que son susceptibles estas aves. Con este estudio se logró determinar rangos normales de examen hematológicos con los que vamos a comparar nuestros resultados.

Los parámetros hematológicos de psitácidos no han sido descritos en nuestro país y los estudios que se realizan en estos animales son muy limitados. Por lo tanto, se tomaron en cuenta investigaciones similares elaboradas en aves en

cautiverio en otros países como Venezuela, Italia y Colombia entre otros. Tomando en cuenta esto, los análisis de resultados entre las diferentes especies se evidencian en las tablas 3, 4, 5 y 6 para una mejor comprensión.

Estos resultados serían compatibles con los parámetros sanguíneos de las aves de este estudio, dado que todas las investigaciones con las se comparó son del mismo género, especie y están internas en la cuarentena de un zoológico por producto de un decomiso.

Para una mejor identificación cada cuadro comparativo está señalado por colores en donde el color rojo significa que los resultados que están altos de los límites normales, el color amarillo significas datos que están en el rango de estudio y el color verde que significa que los resultados están bajos los límites normales

Tabla 3.

Estudios comparativos de parámetros hematológicos de Ara spp. Media± desviación estándar (mínimo- máximo).

Parámetros	Ara spp.	Capitelli & Crosta, (2013)	Estrada & Zapata (2016)
	(n=2)	(n=34)	(n=32)
Hematocrito (%) *	42.25 ± 1.77 [41.00-43.50]	45-55	39.45 ± 9.95 [27.00-67.00]*
Proteína Plasmática (g/dL)	6.58 ± 0.60 (6.15-7.00)	----- --	-----
Eritrocitos (x10 ⁶ L)	2.70 ± 0.45 (2.38-3.01)	2.5-4.5	31,43 ± 72,15 (1.60-4.10)
Leucocitos (x10 ³ L)	2.53 ± 0.60 [2.10-2.95]	6-13.5	23,00 ± 20,90 [52.00-86.00]
Eosinófilos (x10 ³ L)	7.50 ± 7.07 [2.50-12.50]	0-2	1.86 ± 2.43 [0.00-9.00]
Basófilos (x10 ³ L)	2 ± 1.41 (1.00-3.00)	0-5	1.57 ± 1.29 (0.10-4.00)
Heterófilos (x10 ³ L)*	17.50 ± 3.54 [15.00-20.00]	45-70	43.73± 16.10 [14.00-75.00]
Monocitos (x10 ³ L)	11.50 ± 10.61 [4.00-19.00]	0-3	1.21± 1.54 [0.10-5.00]
Linfocitos (x10 ³ L)	44.75 ± 22.27 [29.00-60.50]	20-50	49.91± 15.63 [22.00-74.00]
Trombocitos (x10 ³ L)	14.50 ± 20.51 (0.00-29.00)	-----	-----

***Abreviaciones.** n: número.

----- Parámetros altos

----- Parámetros bajos

----- Parámetros neutros

Tabla 4.

Parámetros hematológicos hallados para la especie Amazona spp en comparación con otros estudios. Media± desviación estándar (mínimo- máximo).

Parámetros	<i>Amazona spp.</i>	Capitelli & Crosta, (2013)	Vaz et al., (2015)
	Amazona(n=14)	(n=44)	(n=37)
Hematocrito (%) *	47.32 ± 3.59 (43.50-55.00)	44-56	-----
Proteína Plasmática (g/dL)	10.40 ± 8.79 (7.00-40.90)	-----	-----
Eritrocitos (x10 ⁶ /L)	2.00 ± 1.04 (0.69-4.37)	2.6-3.5	1.60 ± 0.85 (0.5-3.65)
Leucocitos (x10 ³ /L)	2.54 ± 1.39 (0.50-11.00)	5.0-17	35.7 ± 14.1 (10.0-63.0)
Eosinófilos (x10 ³ /L)	4.36 ± 3.10 (0.07-0.46)	0-0	0 ± 0 (0-1)
Basófilos (x10 ³ /L)	1.00 ± 1.13 (0.00-3.00)	0-2	0 ± 0 (0-5)
Heterófilos (x10 ³ /L)*	0.38 ± 0.18 (0.19-0.80)	31-71	71 ± 13 (35-85)
Monocitos (x10 ³ /L)	9.21 ± 4.84 (2.00-21.50)	0-2	0 ± 0 (0-3)
Linfocitos (x10 ³ /L)	19.57 ± 7.62 (31-81.50)	20-67	23 ± 12 (6-55)
Trombocitos (x10 ³ /L)	40.29 ± 7.96 (25.00-54.50)	10-67	-----

*Abreviaciones. n: número.

----- Parámetros altos

----- Parámetros bajos

----- Parámetros neutros

Tabla 5.

Parámetros hematológicos hallados para la especie Aratinga spp. En comparación con otros estudios. Media ± desviación estándar (mínimo- máximo).

Parámetros	<i>Aratinga spp.</i>	Capitelli & Crosta, (2013)	Harcourt-brown, (2000)
	(n=3)	(n=2)	(n=33)
Hematocrito (%) *	45.33 ± 3.40 (41.50-48.00)	39-49	-----
Proteína Plasmática (g/dL)	6.62 ± 1.08 (5.50-7.65)	-----	-----
Eritrocitos (x10 ⁶ /L)	3.01 ± 0.76 (2.18-3.68)	2.5-4.0	3.85 ± 0.19 (3.61-4.03)
Leucocitos (x10 ³ /L)	2.12 ± 0.61 (1.45-2.65)	6.0-11	6.5 ± 1.6 (4.2-8.0)
Eosinófilos (x10 ³ /L)	3.83 ± 2.75 (2.00-7.00)	0-1	0.5 ± 0.8 (0.0-2.0)
Basófilos (x10 ³ /L)	1.50 ± 0.50 (1.00-2.00)	0-2	0.0-0.0
Heterófilos (x10 ³ /L)*	21.50 ± 6.50 (14.00-25.50)	44-72	38.3 ± 8.7 (22.2-48.5)
Monocitos (x10 ³ /L)	0.14 ± 0.03 (0.12-0.20)	0-1	2.5 ± 0.6 (1.4-3.1)
Linfocitos (x10 ³ /L)	13.83 ± 14.87 (5.00-31.00)	20-49	57.7 ± 6.8 (48.6-68.7)
Trombocitos (x10 ³ /L)	55.00 ± 9.01 (65.00-47.50-65.00)	-----	-----

***Abreviaciones.** n: número.

----- Parámetros altos

----- Parámetros bajos

----- Parámetros neutros

Tabla 6.

Parámetros hematológicos hallados para la especie Amazona spp en comparación con otros estudios. Media ± desviación estándar (mínimo- máximo).

Parámetros	<i>Pionus spp.</i>	Capitelli & Crosta, (2013)	Herrea et al., (2013)
	(n=4)	(n=39)	(n=18)
Hematocrito (%) *	46.13 ± 2.72 (44.00-50.00)	44-62	56.4 ± 3.36 (51-60)
Proteína Plasmática (g/dL)	8.83 ± 0.24 (8.50-9.00)	-----	-----
Eritrocitos (x10 ⁶ L)	3.86 ± 2.46 (1.86-7.21)	2.6-3.5	4.7 ± 2.1 (4.6-5.1)
Leucocitos (x10 ³ L)	3.53 ± 2.10 (0.75-5.65)	5.0-17	3.06 ± 0.15 (2.9-3.2)
Eosinófilos (x10 ³ L)	6.88 ± 3.57 (2.00-10.00)	0-0	5.8 ± 0.8 (5-7)
Basófilos (x10 ³ L)	0.37 ± 0.75 (0.00-1.50)	0-2	24.2 ± 15.5 (6-40)
Heterófilos (x10 ³ L)*	27.88 ± 4.11 (23.50-32.50)	31-71	6.0 ± 0.6 (5-7)
Monocitos (x10 ³ L)	5.75 ± 1.19 (4.00-6.50)	0-2	9.6 ± 2.6 (6-12)
Linfocitos (x10 ³ L)	17.50 ± 4.71 (12.50-22.00)	20-67	34.6 ± 4.1 (31-40)
Trombocitos (x10 ³ L)	40.88 ± 5.30 (43.00-46.50)	10-67	36.8 ± 21.7 (13-70)

*Abreviaciones. n: número.

----- Parámetros altos

----- Parámetros bajos

----- Parámetros neutros

4.6 Parámetros que están dentro los límites normales (neutros)

Estos parámetros al estar dentro del rango normal descrito por (Capitelli & Crosta, 2013) se entiende que no tiene ninguna complicación frente a la vida del ave, pero cabe recalcar que son solo de 1 a 3 parámetros de manera general están normales por especie, por lo tanto no se puede guiar directamente de estos para asegurar el estado clínico de las aves en estudio.

Los resultados en porcentajes de estos parámetros serán indicados en la tabla 7.

4.7 Parámetros que sobrepasan los límites normales (altos)

4.7.1 Eritrocitos

El aumento de estas células es debido a procesos de estrés o excitación del ave, sin embargo, se cree que los factores desencadenantes para este aumento no están totalmente dilucidados, es decir, no se determina aún causa aparente para que se de este aumento de eritrocitos (Fudge, 1999).

En las aves de nuestra investigación es posible que el manejo durante el decomiso, en el cual el ave pasa por procesos de captura y contención que disparan un estrés agudo llevaron a una posible la alteración de estos valores aumentándolos.

El 17.39 % del total de la población presento esta alteración. Tomaremos al estrés como el factor compatible a nuestro estudio, dado que nuestros animales están sometidos a captura y contención.

4.7.2 Recuento total y diferencial de leucocitos

Alvarado et al. (2008) demostró que valores que sobrepasen los 25.000cel / μ L es a causa de procesos de inflamación o infecciosos y de igual forma valores de 28.000 a 39.600 cel/ μ L estarían relacionados con procesos de toxinas. Además, se reportaron heterófilos en estado inicial de madurez que estaban asociados a enfermedades bacterianas como la Psitacosis. Existen artefactos que pueden producir este descenso como mala toma de muestra o excesiva muestra en el tubo de EDTA; a esto se lo conoce como pseudoleucopenia (Martínez et al., 2009).

Se determinaron que las principales causas de leucocitosis son la inflamación, exposición a toxinas, hemorragias de cavidades corporales y neoplasias de crecimiento rápido. Además, una leucocitosis puede ser identificada 6 horas post infección. Sin embargo, todas estas causas estarían descartadas, pues no

fueron evidentes procesos de inflamación, hemorrágicos, neoplásicos (Vaz et al., 2015).

4.7.3 Basófilos

La aparición de estas células en aves es muy común a diferencia de los mamíferos. Un dato importante que se debe tomar en cuenta es que en aves sanas es normal encontrar basófilos en los extendidos sanguíneos, a diferencia de los mamíferos en los que no es común (Copete-Sierra, 2013)(Mitchell & Johns, 2008). Al aumento de estas células se lo denomina basofilia y puede estar relacionada a una respuesta a estrés o inflamatoria de tipo agudo (hipersensibilidad tipo IV). Actualmente, no se ha llegado a determinar su función en aves.

El 60.86% del total de la población presentó esta alteración. La causa más probable sería por inicio de captura de estas aves por un mal manejo o condiciones de transporte inadecuado. Para poder descartar la hipersensibilidad tipo IV serían necesarios estudios complementarios para poder afirmar esta teoría.

4.7.4 Eosinófilos

El porcentaje normal que se espera encontrar es de 0-2% y la actividad de esta célula no es muy definida aún, se asemeja a un heterófilo. La eosinofilia es rara en aves, puede ser debida a que el papel de estas células no está esclarecido del todo (Mitchell y Johns, 2008, p. 501). Se encontró información donde estas células aumentan a causa de problemas parasitarios en el sistema digestivo, en este caso se sospecharía de giardiasis, acararidiasis. Cuando se trata de problemas de tipo alérgico se trata de problemas dermatológicos o de tipo respiratorio que son los más comunes. También se ha descrito aumentos cuando se tiene traumas muy graves en el cuerpo (Martínez et al., 2009) (Speer, 2016).

El 39.14% del total de la población presentó esta alteración. No se podría inferir en estos resultados dado que se necesita realizar estudios

complementarios para poder realizar una afirmación de los problemas descritos.

4.7.5 Monocitos

Son células que están en constante movimiento por su acción de fagocitosis. Cuando tenemos una monocitosis se debe en su mayoría a una infección de tipo crónico, las causas más comunes para que se presente esta alteración es debido a *Aspergillus* o a especies de *Micobacterium* puede producir a nivel hematológico un cambio mínimo o ningún cambio (Martínez et al., 2009).

El 86.95% del total de la población presento esta alteración. Con los resultados obtenidos no se tiene la suficiente información para confirmar las complicaciones descritas, se necesitaría realizar estudios complementarios para poder descartar cada enfermedad.

4.7.6 Linfocitos

Estas células son parte importante del sistema inmune de las aves. Una Linfocitosis no es un proceso normal, este evento se presenta en condiciones de leucemia linfocítica, por infección de clamidia y de afección viral (Gálvez et al., 2009).

El 8.69% del total de la población presento esta alteración. Para poder descartar todas estas enfermedades es necesario de exámenes más profundos, por lo cual es difícil inferir en los resultados de los mismos.

4.8 Parámetros inferiores a los límites normales (bajos)

4.8.1 Hematocrito

A nivel general, las aves poseen un hematocrito que va del 35% al 55%. La investigación realizada demostró tener valores bajos que serían indicativos de una posible anemia. Porcentajes que van desde un 25% a un 35% se consideran como anemia moderada y porcentajes menores al 20% se consideran anemia severa (Martínez et al., 2009). Para tener una comprensión mejor de la anemia se recomienda evaluar morfológicamente a las células

eritrocitarias así como sus conteos en el hemograma (Mitchell & Johns, 2008). La policitemia no es muy usual en aves, de manera macro se puede ver cuando el hematocrito supera el 70 %. (Capitelli & Crosta, 2013)

Al comparar con un estudio realizado por (Capitelli & Crosta, 2013) se puede observar que el hematocrito obtenido tuvo un menor rango de estos valores, se puede deber a que estas aves estaban en condiciones medio ambientales de nutrición y de manejo inadecuadas.

Según menciona Ochoa & Bouda (2007), cuando el hematocrito se encuentra en niveles bajos, se recomienda hacer una comparación con los valores de hemoglobina y eritrocitos para determinar si existe anemia y de qué tipo de anemia se trata: Macroscítica (VGM elevado), Normocítica (VGM normal) o Microscítica (VGM disminuido).

El 8.69% total de la población presento esta alteración, lo que nos direcciona a una posible anemia, sin embargo, no se tienen los valores de hemoglobina para completar el proceso. Por lo tanto, no es posible saber el tipo de anemia pero se cree que estos podrían haber sido ocasionados por su medio ambiente o el manejo al cual fueron sometidas.

4.8.2 Heterófilos

Son células que están más comúnmente en los hemogramas de aves. Según Mitchell & Johns (2008), Capitelli & Crosta, (2013) , cuando existe una disminución de heterófilos, se debe a una alteración en su producción posiblemente a una maduración deficiente de esta células en la medula ósea, como consecuencia se consume a velocidad más rápida de la que se producen y su posterior eliminación directa al sistema circulatorio. La acción de heterófilos maduros y posteriormente la de heterófilos inmaduros es un indicativo del inicio de una inflamación aguda

El 100% de total de la población presento esta alteración, por otro lado no se cuenta con la suficiente información para confirmar las complicaciones descritas, se necesitaría realizar estudios complementarios para poder descartar la inflamación aguda.

4.8.3 Linfocitos

Según Ochoa & Bouda, (2007) estas células forman parte de la respuesta del sistema inmunológico. La disminución de estas células se denomina linfopenia y pueden deberse a problemas de estrés por mal manejo, hiperadrenocortisismo, estar sometidos a corticoides y una infección de tipo viral.

El 30.44% del total de la población presentó esta alteración. El estrés por un mal manejo sería la causa más probable y compatible con nuestro estudio, para descartar las otras causas se necesita de análisis de laboratorio complementarios.

4.8.4 Eritrocitos

Una investigación indicó que son las células en mayor cantidad en el cuerpo de cualquier animal, en razón de 1000 eritrocitos a 1 leucocito (Voigt & Swist, 2011). Las funciones son la de transporte de nutrientes y oxígeno a todo el cuerpo, el descenso de estas células se puede asociar a deshidratación, procesos de estrés o traumas muy severos (Fudge, 1999).

El 60.86% del total de la población presentó esta alteración. Los posibles traumas son las opciones más compatibles con nuestro estudio, dado que no hay un manejo adecuado al inicio de captura y posterior transporte hacia zoológicos.

4.9 Hemoparásitos

Durante la investigación no se encontró la presencia de hemoparásitos. Según Samour, (2012) la presencia de los mismos, en este tipo de aves, no es muy común. Por otro lado, los resultados que se obtuvieron se pueden ver alterados debido a factores como la toma de muestra, dado que para poder observar hemoparásitos se necesita sangre de vasos periféricos (Ochoa & Bouda, 2007). Otro factor que afectaría la ausencia de los hemoparásitos son los vectores, a los cuales no estarían expuestas las aves en estudio. La presencia de los mismos también dependería del medio ambiente al que estaba expuesto

el ave, la nutrición y el manejo (Audretsch et al., 2012). Este factor es difícil de confirmar dado que se desconoce el origen de cada ave.

Tabla 7.

Porcentajes de parámetros hematológicos del total de la población en estudio.

Parámetros	Bajos	Neutros	Altos
n(23)			
Hematocrito	8.69%	91.30%	0%
Eritrocitos	60.86%	21.73%	17.39%
Leucocitos	100%	0%	0%
Eosinófilos	0%	60.86%	39.14%
Basófilos	0%	39.14%	60.86%
Heterófilos	100%	0%	0%
Monocitos	0%	13.05%	86.95%
Linfocitos	30.44%	60.86%	8.69%

***Abreviaciones.** n: número.

 Parámetros altos

 Parámetros bajos

 Parámetros neutros

5 CAPÍTULO V: CONCLUSIONES

Mediante la realización del hemograma en los psitácidos que entran a cuarentena en el Zoológico de Guayllabamba como un apoyo a su evolución clínica, se demostró que las aves presentan signos aparentes de procesos de estrés por un mal manejo, deshidratación o una mala alimentación, también se pudo evidenciar posibles inicios de procesos de tipo infeccioso o parasitario. Estos indicios que tenemos solo se los podría comprobar mediante otras técnicas de laboratorio más especializadas o exámenes clínicos más especializados.

Se toma la hipótesis 1 como afirmativa y se rechazó la hipótesis 0, dado que las aves de nuestro estudio presentaron alteraciones tanto altas como bajas en sus perfiles hematológicos.

Un dato importante es que el estrés al que son sometidas las aves al momento del decomiso y en el trayecto hasta llegar al Zoológico de Guayllabamba causaría alteración en los hemogramas.

El análisis de la parte cuantitativa de las células sanguíneas del examen hematológico demostró que cada especie presenta diferentes rangos para cada parámetro hematológico, sin embargo, se contabilizó la presencia de todas las células sanguíneas como son los glóbulos rojos (eritrocitos), trombocitos, glóbulos blancos como: heterófilos, eosinófilos, basófilos, monocitos, linfocitos en el conteo diferencial realizado en el frotis sanguíneo.

En el presente análisis arrojó datos que mantenían un rango alto que según la literatura investigada podrían estar asociados a problemas de estrés o excitación, inflamatoria de tipo agudo (hipersensibilidad tipo IV), parásitos en el sistema digestivo por giardiasis o acararidiasis, problemas dermatológicos o de tipo respiratorios, leucemia linfocítica, por infección de clamidia, afección viral, alteración es debido a *Aspergillus* o a especies de *Micobacterium*.

Un rango bajo según la literatura investigada podría estar asociada a problemas como anemia, deshidratación, procesos de estrés o traumas muy severos, linfopenia, problemas de estrés por mal manejo, hiperadrenocortisismo, uso de corticoides y una infección de tipo viral.

La investigación realizada se puede tomar como un inicio para un plan o protocolo de exámenes rutinario de aves que van a ingresar a cuarentena y así poder prevenir complicaciones con el estado clínico de las aves a más de ayudar a evitar brotes de enfermedades en el interior de cuarentenas.

La identificación de hemoparásitos, en psitácidos durante el periodo de cuarentena del Zoológico de Guayllabamba mediante el método de observación del extendido sanguíneo fue negativo, no se encontraron alteraciones de células sanguíneas que nos confirmen la presencia hemoparásitos, lo cual es muy favorable para el estado de cuarentena de estas aves en el zoológico.

6 CAPÍTULO VI: RECOMENDACIONES

Continuar con más estudios hematológicos de aves que ingresen a cuarentena de todo zoológico dentro de nuestro país, para obtener así, valores de referencia que estén acordes a las condiciones medio ambiente, manejo y alimentación.

Realizar constantes monitoreo lo cual ayudaría a mitigar problemas infecciosos, parasitarios y de mal manejo en lo que se involucra también la alimentación y medio ambiente.

Realizar químicas sanguíneas a las aves que ingresen a cuarentena para poder descartar enfermedades más complejas que puedan alterar el estado clínico del área donde van a estar en contacto con otras especies.

Sería importante que los decomisos de psitácidos estén acompañados siempre por personal capacitado para la sujeción y transporte de estas aves.

Efectuar una investigación de hemograma control con aves que ya pasaron por el estado de cuarentena, con el fin de evaluar el estado clínico antes y después de cuarentena, usando como base los resultados obtenidos de esta investigación.

REFERENCIAS

- API Google. (2013). API Google Maps. Retrieved from <https://developers.google.com/maps/>
- Audretsch, D. B., Hayter, C. S., & Link, A. N. (2012). Concise Guide to Concise Guide to Hematology, 419.
- Campbell, T., & Ellis, C. (2007). *Avian and Exotic Animal Hematology and Cytology* (3 ed, Vol. 3). Ames: Blackwell Publishing Ltd. <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Campbell, T., Ritchie, B., & Harrison, L. (1994). Avian medicine, principles and application. In *Avian medicine, principles and application* (p. 1384). Florida: Wingers publishing.
- Campbell, T. W. (2015). *Exotic Animal Hematology and Cytology: Fourth Edition. Exotic Animal Hematology and Cytology: Fourth Edition* (Wiley Blac). Ames. <https://doi.org/10.1002/9781118993705>
- 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*, 16(1), 71–120. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2012.10.002>
- Chang, L.-W., & Jacobson, E. R. (2010). Inclusion Body Disease, A Worldwide Infectious Disease of Boid Snakes: A Review. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 19(3), 216–225. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2010.07.014>
- Copete-Sierra, M. (2013). Aspectos Generales de la Evaluación Hematológica en Fauna silvestre y no Convencional. *Memorias de La Conferencia Interna En Medicina Y Aprovechamiento de Fauna Silvestre, Exótica Y No Convencional*, 9(1), 17–55.
- Croci, M., Just, F., & Hetzel, U. (2016). Haemogregarine (Hepatozoon ayorgbor) Co-infection in Snakes with Boid Inclusion Body Disease. *Journal of Comparative Pathology*, 154(1), 66. <https://doi.org/10.1016/j.jcpa.2015.10.022>
- Durán, C., Suárez, C., Rojas, S., Lozano-ortega, I., Zangen, S., Pereira, V., & Nassar-montoya, F. (2000). *Protocolo para el manejo y disposición de loras*

(*Amazona ochrocephala* y *A. amazonica*) en el centro de rehabilitación de fauna silvestre de Engativa- DAMA. Bogota.

- Estrada, G., & Zapata, C. (2016). Evaluation of hematologic variables of parrots under increased human pressure on the transition of the Andean Colombian Amazon zone. *Redvet*, 17, 22.
- Franco G, Hoyos M, Gines F, C. M. (2009). Hallazgos hematológicos y química sanguínea en. *Boletín Científico Centro de Museos de Historia Natural.*, 13(2), 63–77.
- Fudge, A. (1999). *Laboratory Medicine Avian and Exotic pets* (W.B. Saund). Philadelphia.
- Gálvez, C. F., Ramírez, G. F., & Osorio, J. H. (2009). The Clinic Laboratory in Hematology of Exotic Birds. *Biosalud*, 8(Enero-diciembre), 178–188.
- Google. (2009). Google Latitude. <https://doi.org/10.2139/ssrn.1421876>
- Herrea, A., Avalos, A., Herrea, G., Varela, A., Guzman, A., Gomez, D., & Rosales, M. (2013). PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS EN POLLUELOS HEMATOLOGICAL PARAMETERS OF WILD PARROT CHICKS KEPT IN CAPTIVITY Existen en el mundo 352 especies de psitácidos , de los cuales 22 se encuentran en México (Juniper y Parr 1998 ; Howell y Webb 2007), distribuidos de, 60(li), 79–85.
- Jepson, lance. (2010). *Manual de animales exóticos* (4 ed). Barcelona: Elsilver.
- Juniper, T., & Parr, M. (2010). *Parrots a guide to the parrots of the world*.
- Martínez, C. F. G., Benavides, G. F. R., & Osorio, J. H. (2009). El laboratorio clínico en hematología de aves exóticas. *Biosalud*, 8(October), 178–188.
- Miller, R. E., & Fowler, M. E. (2012). *Fowler's zoo and wild animal medicine: current therapy* (7 ed). Missouri: ELSEVIER.
- Mitchell, E., & Johns, J. (2008). Avian hematology and related disorders. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 501–522.
- Ochoa, L. N., & Bouda, J. (2007). *Patología clínica veterinaria* (2 ed). México: DR Universidad Nacional Autónoma de México.
- Reyes, C. V. (2004). VALORES HEMATOLÓGICOS DEL CISNE DE CUELLO NEGRO (*Cygnus melanocoryphus*, MOLINA 1782) EN UNA POBLACION SILVESTRE, VALDIVIA, CHILE.
- Samour, J. (2010). *Medicina Aviaria. Journal of Chemical Information and Modeling* (2 ed, Vol. 2). Madrid: Elsevier.

- <https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Samour, J. (2012). *Exotic animal medicine. review and test* (1 ed). Saunders: Elsilver.
- Samour, & Jaime. (2010). *Medicina aviaria*. ESPAÑA: Elsilver.
- Schmaier, A. H., & Lazarus, H. M. (2012). *Concise Guide to Hematology. Concise Guide to Hematology* (1 ed). the Atrium: Blackwell Publishing Ltd.
<https://doi.org/10.1002/9781444345254>
- Speer, B. (2016). *Avian Medicine. Avian Medicine* (1 ed). Missouri: Elsilver.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-7506-3598-1.50011-4>
- Thrall, M. A., Weiser, G., Allison, R. W., & Campbell, T. (2013). *Veterinary Hematology and Clinical Chemistry. Journal of Chemical Information and Modeling* (1 ed, Vol. 2). The Atrium: Wiley Blackwell.
<https://doi.org/10.1017/CBO9781107415324.004>
- Unwin, M. (2011). *The Atlas of Birds*. Brighton, UK: Copyright © Myriad Editions Limited 2011. Retrieved from www.MyriadEditions.com
- Vaz, F. F., Locatelli-Dittrich, R., Sipinski, E. A. B., Abbud, M. C., Sezerban, R. M., Schmidt, E. M. S., ... Cavalheiro, M. L. (2015). Hematologic and Total Plasma Protein Values in Free-Living Red-tailed Amazon Parrot Nestlings (*Amazona brasiliensis*) in Paraná State, Brazil. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 29(3), 187–191. <https://doi.org/10.1647/2014-050>
- Voigt, G. L., & Swist, S. L. (2011). *Hematology Techniques and Concepts for Veterinary Technicians* (Wiley Blac, Vol. 2). the Atrium. Retrieved from <https://books.google.gr/books?id=nQYrAwAAQBAJ>
- Willard, M. D., & Tvedten, H. (2004). *Small Animal Clinical Diagnosis by Laboratory Methods. Small Animal Clinical Diagnosis by Laboratory Methods* (5 ed). Missouri: Elsilver. <https://doi.org/10.1016/B0-72-168903-5/50025-2>
- Willard, M. D., & Tvedten, H. (2012). *Small Animal CLINICAL DIAGNOSIS by LABORATORY METHODS* (ELSEVIER). St. Louis, Missouri 63043 SMALL.

