



**UNIVERSIDAD DE CHILE**

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS ESCUELA DE  
CIENCIAS VETERINARIAS

**DESCRIPCIÓN Y REGISTRO VISUAL DE LA MORFOLOGÍA DE  
CÉLULAS SANGUÍNEAS DE ÁGUILAS MORA (*Geranoaetus  
melanoleucus*) EN PROCESO DE REHABILITACIÓN**

**Camila Paz Arancibia Calcagno**

Memoria para optar al Título  
Profesional de Médico Veterinario  
Departamento de Patología Animal

PROFESOR GUÍA: SERGIO ALFREDO ALVARADO ORELLANA

Facultad de Medicina, Universidad de Chile

SANTIAGO, CHILE

2023



**UNIVERSIDAD DE CHILE**

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y PECUARIAS ESCUELA DE  
CIENCIAS VETERINARIAS

**DESCRIPCIÓN Y REGISTRO VISUAL DE MORFOLOGÍA DE  
CÉLULAS SANGUÍNEAS DE ÁGUILAS MORA (*Geranoaetus  
melanoleucus*) EN PROCESO DE REHABILITACIÓN**

**Camila Paz Arancibia Calcagno**

Memoria para optar al Título  
Profesional de Médico Veterinario  
Departamento de Patología Animal

PROFESOR GUÍA: SERGIO ALFREDO ALVARADO ORELLANA

Facultad de Medicina, Universidad de Chile

Nota final .....

Profesor Guía : Dr. Sergio Alvarado O. ....

Profesor Corrector: Dra. Lorena Aguilar G. ....

Profesor Corrector: Dr. Héctor Hidalgo O. ....

SANTIAGO, CHILE

2023

## AGRADECIMIENTOS

Imposible no dedicar unas palabras a todas las personas que estuvieron presentes en este proceso que fue tan largo, realmente ha sido un gran desafío. Si comenzara a detallar todas las dificultades que se presentaron para poder sacar mi memoria, tal vez sería más extenso que el mismo documento, creo que para resumir basta con decir que demore cuatro años en terminar el proceso de titulación, y es por esto, que no puedo obviar esta sección.

Mis profundos agradecimientos a mi profesor guía, el Dr. Sergio Alvarado Orellana, el cual siempre me apoyó de forma incondicional. Agradezco su tiempo, su dedicación, sus correcciones que siempre fueron inmediatas, de verdad muchas gracias por guiarme en este proceso, porque, fue lo que me permitió avanzar y completar esta memoria para obtener mi título profesional como Médico Veterinario.

Quisiera agradecer a todas las personas del Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces de Talagante, el doctor Jurgüen Rottman, a Don Mauricio Del Valle y a todos los voluntarios que allí trabajan, por su hermosa labor y porque sin ellos, esto no hubiese sido posible.

También quisiera darle las gracias al Dr. Eduardo Álvarez, quien me dio un espacio en su lugar de trabajo, para ir a practicar con el microscopio y así tener mejores competencias en el desarrollo de la memoria, me acompañó a terreno y me facilitó el material que yo necesitaba. Así mismo agradecer a la Doctora Verónica Hurtado, quien también me acogió en su laboratorio, me enseñó parte de la maravillosa área de la hematología y además colaboró con las tinciones que usé para mis muestras, a la vez, no puedo dejar fuera a sus papás, quienes siempre estuvieron preocupados de que me sintiera cómoda en el laboratorio.

Al equipo de la Clínica Veterinaria Cendovet que también me ayudó con parte de los materiales que utilicé para desarrollar mi memoria y con sus dependencias para una parte del procesamiento de las muestras.

A las doctoras Amparo Hidalgo, Siboney Pérez, Trinidad Solís de Osvaldo, Natalia Villalobos y Macarena Hidalgo, quienes han sido importantes en mi desarrollo profesional, me aceptaron como pasante en el área de medicina de animales exóticos y de esta manera desenvolverme mejor al momento de evaluar a las águilas.

A los doctores Jaime Samour, Catalina De La Fuente, Miguel Saggese y Juan Claver quienes fueron mis orientadores en el proceso de identificación de las células que se describen en la presente memoria. Gracias por el tiempo que dedicaron en leer cada mensaje, que muchas veces fueron muy extensos, gracias por enseñarme y entregar de forma tan clara todos sus conocimientos. También agradezco a mis profesores correctores que fueron comprensivos con todos los inconvenientes que se me presentaron y gracias a sus correcciones pude lograr un hermoso trabajo.

A mi querida amiga Constanza, quién me acompañó a terreno pudiendo delegar responsabilidades, siendo una preocupación menos para mí. Por su puesto a mis demás amigos quienes aportaron de diferentes maneras a mi trabajo (Andrés, Katalina, Jocelyn, Matías, Anais, Javiera y Elizabeth). Al hermano de mi pololo y también a su madre quienes también fueron parte de la etapa final de mi memoria.

Y me gustaría terminar esta sección de agradecimientos la cual me fue imposible escribirla en una página, para agradecer a las personas más importantes de mi vida; mi amada familia:

- A mi pareja por su compañía en todo el proceso, su amor, paciencia y por ser parte del trabajo al realizar la hermosa ilustración para la portada de la guía que es el producto final de esta memoria.

- Mis dos hermanos que los amo y me encanta la relación que tenemos, ambos me ayudaron con los programas de computación que use para la memoria.

- Y a mis padres, que realmente valoro todo lo que me han entregado estos años, son tantas cosas que no terminaría nunca si entro en detalles, pero resumo agradeciendo la educación que me han entregado, porque eso es lo que hoy me permite sacar la profesión de mis sueños y lo más importante darme una crianza llena de amor dedicando todos estos años de vida a formar gran parte de la persona que soy ahora.

Y con estas palabras de agradecimiento espero llegar a todos quienes están leyendo esta memoria y tienen algún proyecto, sueño o meta que aman con su alma y que cada vez se ve más lejana, no se rindan, porque la perseverancia creará caminos y conectará con personas que ayudan a cumplir su objetivo.

## ÍNDICE DE CAPÍTULOS

<b>ÍNDICE DE TABLAS.....</b>	<b>iv</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS.....</b>	<b>iv</b>
<b>RESUMEN.....</b>	<b>v</b>
<b>SUMMARY.....</b>	<b>vi</b>
<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
<b>REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....</b>	<b>3</b>
Características generales de las aves rapaces.....	3
Taxonomía.....	3
Hábitat, abundancia y amenazas.....	3
Generalidades sobre rehabilitación en aves rapaces.....	4
Generalidades sobre hematología.....	4
Consideraciones para la toma de muestra en aves.....	5
Morfología de las células hematológicas en aves.....	5
- Eritrocitos.....	5
- Leucocitos.....	6
Heterófilos.....	7
Eosinófilos.....	7
Basófilos .....	7
Linfocitos .....	8
Monocitos.....	8
- Trombocitos.....	9
<b>OBJETIVOS .....</b>	<b>10</b>
Objetivo general.....	10

Objetivos específicos.....	10
<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>11</b>
Tipo y sujeto de estudio.....	11
Aspectos bioéticos .....	11
Área de estudio.....	11
Tamaño de Muestra.....	12
Criterios de selección de ejemplares .....	12
Metodología del estudio.....	12
- Anamnesis.....	13
- Captura del ejemplar.....	13
- Examen clínico.....	14
- Identificación ejemplares.....	15
- Toma de muestra, frotis sanguíneo, almacenamiento y transporte.....	16
- Tinción de las muestras.....	16
- Análisis de las muestras.....	17
- Análisis de datos.....	18
- Registro visual frotis analizados.....	19
- Control de calidad.....	19
<b>RESULTADOS.....</b>	<b>22</b>
Morfología de las células hematológicas de las águilas muestreadas.....	22
- Eritrocitos .....	22
1. Eritrocitos maduros.....	22
2. Eritrocitos inmaduros.....	23
- Leucocitos (granulocitos o polimorfonucleares) .....	27

1.	Heterófilos.....	27
2.	Eosinófilos.....	28
3.	Basófilos.....	28
-	Leucocitos (mononucleares).....	31
4.	Linfocitos.....	31
5.	Monocitos.....	31
-	Trombocitos.....	33
	Análisis de la variabilidad entre individuos según edad y sexo.....	36
	Diseño de guía visual de células sanguíneas de águilas mora.....	50
	<b>DISCUSIÓN.....</b>	<b>51</b>
	<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>55</b>
	<b>BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>56</b>
	<b>ANEXO 1. Guía Visual.....</b>	<b>60</b>
	<b>ANEXO 2. Tablas.....</b>	<b>94</b>
	<b>ANEXO 3. Figuras.....</b>	<b>108</b>
	<b>ANEXO 3. Certificado de bioética.....</b>	<b>114</b>

<b>ÍNDICE DE TABLAS.....</b>	<b>94</b>
Tabla Nro. 1. Precusores eritroides.....	94
Tabla Nro. 2. Historial de los ejemplares.....	95
Tabla Nro. 3. Ficha clínica.....	96
Tabla Nro. 4. Anamnesis colectiva.....	98
Tabla Nro. 5. Check list, examen clínico.....	100
Tabla Nro. 6. Parámetros fisiológicos águila mora.....	100
Tabla Nro. 7. Desarrollo pectoral en aves, según score.....	101
Tabla Nro. 8. Examen clínico de cada ejemplar.....	102
Tabla Nro. 9. Aspectos morfológicos a describir.....	107
<b>ÍNDICE DE FIGURAS .....</b>	<b>108</b>
Figura Nro. 1. Venas de los miembros pectorales.....	108
Figura Nro. 2. Vena basilica del águila mora.....	108
Figura Nro. 3. Vena de la extremidad pélvica, vista dorsal.....	109
Figura Nro. 4 y 5. Recinto de exhibición.....	109
Figura Nro. 6. Recinto de cuarentena.....	110
Figura Nro. 7. Caperuza mediana.....	111
Figura Nro. 8. Caperuza grande.....	111
Figura Nro. 9. Caja contenedora de frotis.....	112
Figura Nro. 10. Caja contenedora de frotis, con frotis.....	112
Figura Nro. 11. Rotulación de los frotis.....	112
Figura Nro. 12. Técnica de extensión de frotis sanguíneo.....	113
Figura Nro. 13. Calibrador microscopio.....	113

## RESUMEN

Se realizó un estudio de carácter descriptivo sobre morfología de los elementos formes de la sangre (eritrocitos, trombocitos y leucocitos) de 14 águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*) pertenecientes al Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces de Talagante ubicada en la Región Metropolitana de Santiago de Chile, describiéndose tamaño, forma, afinidad por la tinción, color de la célula y núcleo de cada tipo celular, además de un análisis de variabilidad según sexo y edad, generando como objetivo final una guía que contiene una selección de fotografías de cada frotis analizado.

Los eritrocitos de las aves muestreadas presentaron un promedio de 13,79  $\mu\text{m}$  de largo, siendo los tamaños de los eritrocitos de hembras los que presentan mayor variabilidad (coeficiente de variación; CV) respecto a machos (CV=7,08 % v/s CV= 6,65%, respectivamente), los eritrocitos son de forma elíptica y su núcleo se ubica en el centro. Para el caso de los leucocitos su tamaño varía según el tipo de leucocito, siendo los basófilos los más pequeños (9,43  $\mu\text{m}$  de diámetro promedio) y los monocitos los más grandes, llegando a medir 19,3  $\mu\text{m}$  de diámetro. Heterófilos, eosinófilos y basófilos presentan gránulos en su citoplasma, los gránulos de los primeros tienen forma fusiforme y presentan mayor afinidad eosinofílica, los eosinófilos y basófilos sus gránulos son redondos y se tiñen de forma intensa eosinofílica y basofílicamente respectivamente. Para el caso de los linfocitos los hay de distintos tamaños y se caracterizan porque su núcleo es redondo y abarca gran parte del citoplasma, en cambio, los monocitos presentan un núcleo arriñonado, siendo lo más característico de estas células. Finalmente, los trombocitos pueden presentar diferentes formas, los hay elípticos y otros redondos, pudiéndose confundir estos últimos con linfocitos pequeños, esta diferencia de formas explica la alta variabilidad de los trombocitos en donde su CV es de 18,97 %, siendo en adultos más notoria aún esta alta variabilidad con un CV de 19,44%.

Palabras clave: águila mora, morfología celular, eritrocitos, trombocitos y leucocitos.

## SUMMARY

A descriptive study was carried out on the morphology of the blood form elements (erythrocytes, thrombocytes and leukocytes) of 14 black-chested eagles (*Geranoaetus melanoleucus*) belonging to the Raptor Rehabilitation Center de Talagante located in the Metropolitan Region of Santiago, Chile. The study described the size, shape, affinity for staining, cell color and nucleus of each cell type, in addition to an analysis of variability according to sex and age, generating as a final objective a guide containing a selection of photographs of each smear analyzed.

The erythrocytes of the sampled birds presented an average length of 13.79  $\mu\text{m}$ , being the erythrocyte sizes of females those that present greater variability (coefficient of variation; CV) with respect to males (CV=7.08 % v/s CV= 6.65%, respectively), the erythrocytes are elliptical in shape and their nucleus is located in the center. In the case of leukocytes, their size varies according to the type of leukocyte, with basophils being the smallest (9.43  $\mu\text{m}$  average diameter) and monocytes the largest, measuring up to 19.3  $\mu\text{m}$  in diameter. Heterophils, eosinophils and basophils present granules in their cytoplasm, the granules of the former are fusiform in shape and for eosinophils and basophils these are round and stain intensely eosinophilic and basophilic respectively. In the case of lymphocytes there are different sizes and they are characterized because their nucleus is round and covers a large part of the cytoplasm, on the other hand, monocytes present a kidney-shaped nucleus, being the most characteristic of these cells. Finally, thrombocytes can present different shapes, some are elliptical and others are round, and can be confused with small lymphocytes, this difference of shapes explains the high variability of thrombocytes where their CV is 18.97%, being in adults even more notorious this high variability with a CV of 19.44%.

Key words: black eagle, cell morphology, erythrocytes, thrombocytes and leukocytes.

## INTRODUCCIÓN

La rehabilitación de aves rapaces es un tema que alcanza gran relevancia a nivel mundial, no solo por los centros especializados en esta materia, sino también por los avances en medicina y conservación de aves de presa (Iriarte *et al.*, 2019), en Chile se observa el mismo panorama. Por ejemplo, en la Región Metropolitana, el Zoológico Nacional el año 2019 atendió un total de 1022 animales, de los cuales 922 eran aves, de ellas el 90% aves rapaces (Parquemet, 2019) y en el Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces (CRAR) se reciben más de 100 ejemplares de rapaces anualmente para su rehabilitación, dentro de los cuales las especies más comunes que llegan son águilas, tuiques y cóndores (Maisto, 2014).

A pesar de esta casuística, en Chile son pocos los especialistas en el área de medicina de fauna silvestre y más escasos aún los especialistas en medicina de aves rapaces, lo mismo ocurre con la limitada información que existe en medicina sobre nuestras especies nativas, lo que genera dificultades para los médicos veterinarios que se dedican a rehabilitar especies silvestres que llegan a diario a los centros de rehabilitación, ya que, deben extrapolar datos de taxones equivalentes con distribución en otros países, e incluso, muchas veces experimentar y “ver que resulta de ello”, obteniendo algunas veces buenos resultados, pero en otras ocasiones terminan con consecuencias negativas para la sobrevivencia de los ejemplares. Es por ello que nace una urgente necesidad de investigar y, generar bibliografía asociada a medicina en fauna silvestre nacional, para que la rehabilitación de todos aquellos individuos que llegan a los centros de rehabilitación sea mucho más exitosa. Una herramienta importante de la medicina es la hematología, porque entrega información sobre el estado de salud, progresión clínica y respuesta del paciente al tratamiento (Jones, 2015). Al igual que en todas las especies animales, la hematología es de vital importancia en el ámbito de rehabilitación de aves rapaces, considerando que éstas no expresan signos clínicos hasta que la enfermedad está muy avanzada (Black *et al.*, 2011), por lo que, su uso es clave para el reconocimiento temprano de la enfermedad, permitiendo instaurar una terapia en el momento oportuno para resolver el proceso (Clark *et al.*, 2009; Heatley *et al.*, 2020).

En muchas ocasiones no es posible realizar un hemograma completo, siendo el frotis sanguíneo, el único componente disponible para el médico veterinario, debido al pequeño tamaño de muestra que se necesita y los pocos implementos para la interpretación de ello,

afortunadamente los datos que se pueden obtener del análisis de un frotis sanguíneo son de gran valor para el clínico, dando a conocer la presencia de hemoparásitos, la respuesta frente a otros agentes infecciosos que pueden estar afectando la salud del individuo y cómo el organismo está respondiendo a un cuadro anémico (Campbell, 2015a).

En la literatura hay múltiples textos de hematología aviar, existiendo una buena descripción sobre la morfología sanguínea en aves passerinas (aves cantoras), psitácidos (loros) y de algunos falcónidos (halcones). En Accipitriformes solo hay información sobre valores de referencia, como es el caso del águila mora (*Geranoaetus melanoleucus*) en donde hay tres estudios publicados que determinan valores de referencia para hematología y bioquímica sanguínea, pero no existe información sobre la morfología de sus células.

El que no existan datos sobre la morfología sanguínea del águila mora genera una limitante para los médicos de los centros de rehabilitación que reciben a esta especie, ya que, tal como indica Clark *et al.*, (2009), los valores de referencia no son suficientes para tomar buenas decisiones en el ámbito clínico debido a la incertidumbre sobre la aplicabilidad del uso de intervalos de referencia para las especies aviarias.

La presente memoria de título pretende ser el primer estudio base que describa morfológicamente los componentes formes de la sangre (glóbulos rojos, glóbulos blancos y trombocitos) del águila mora. El cual tiene el potencial de ser útil para los centros especializados en fauna silvestre a los cuales son derivados los ejemplares de águilas que han sido afectados por causas antrópicas principalmente (electrocución, envenenamientos, disparos y tráfico ilegal de fauna silvestre).

Los resultados de la presente memoria podrían ser de utilidad en aquellos ejemplares de águilas que llegan a los centros de rehabilitación (hembras y machos en estadios juveniles y adultos) y que pasan por un proceso de cautiverio antes de ser liberadas, por lo que, las condiciones de estos animales se igualan en dieta, condiciones ambientales y refugio. Pudiendo existir diferencias con los animales que se encuentran en vida libre, debido a factores de dieta, estrés por competición de recursos, época del año, tiempos de muda, entre otros.

## **REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA**

### **Características generales de las aves rapaces**

Las aves rapaces pertenecen a un grupo de vertebrados terrestres especializados en la captura de presas vivas. Estas aves poseen adaptaciones como pico y garras muy fuertes, con sentidos como la audición y la vista bien desarrollados que le permiten la captura e ingesta de sus presas. Se caracterizan por poseer bajas densidades poblacionales, son sensibles a las perturbaciones de origen humano y además son importantes reguladores de especies plaga como roedores, lagomorfos e insectos (Alvarado, 2015). En Chile se encuentran presentes 34 especies de aves rapaces, siendo el águila mora la rapaz cazadora de mayor tamaño en Chile (Ulriksen, 2015), se encuentra protegida por la ley de caza, siendo considerada una especie beneficiosa para la actividad silvoagropecuaria y está incluida en el apéndice II de CITES (SAG, 2015).

### **Taxonomía**

El águila mora (*Geranoaetus melanoleucus*) pertenece a la familia Accipitridae, subfamilia Buteonidae (Alvarado, 2018). Actualmente se conocen dos subespecies, *Geranoaetus melanoleucus melanoleucus* la cual se distribuye en zonas bajas del este y sur de Brasil, este de Bolivia, Paraguay, Uruguay y Argentina y la subespecie *Geranoaetus melanoleucus australis*, especie que se encuentra presente en Chile, Perú, Ecuador y Venezuela (Martínez y González, 2017 - Iriarte *et al.*, 2019 – Global Raptor Information Network, 2022).

### **Hábitat, abundancia y amenazas**

En Chile el águila mora habita principalmente terrenos abiertos, zonas arbustivas, bosques abiertos o terrenos montañosos (Alvarado, 2018), se puede ver desde el nivel del mar hasta 3.500 msnm. Es más abundante en la zona central y Austral de Chile, pero sus poblaciones podrían estar declinando producto de la relación de esta especie con vegetación nativa, ya que tiende a retirarse cuando los bosques o matorrales nativos son reemplazados por plantaciones exóticas o por el mismo desarrollo urbano. Es una especie muy propensa a electrocuciones, disparos, intoxicaciones y tenencia ilegal (Iriarte *et al.*, 2019) siendo estos los motivos más comunes por los que esta especie llega a distintos centros de rehabilitación.

## **Generalidades sobre rehabilitación en aves rapaces**

Los centros de rehabilitación o rescate son planteles destinados a la mantención y recuperación de animales silvestres afectados principalmente por actividades humanas, sin embargo, es importante precisar que en la práctica no todos los centros de rescate hacen rehabilitación (SAG, 2015). Es así como existen centros que se dedican exclusivamente al área de medicina (recuperando la salud de las aves que llegan enfermas) y otros que presentan infraestructura adecuada para terminar el proceso de rehabilitación etológica (asegurando la capacidad del ave para cazar, desimpronta y/o recuperar musculatura) y posteriormente reinsertar a aquellos individuos que han completado de forma exitosa su proceso de rehabilitación (Montalba, 2023).

Todos aquellos centros que realizan manejos veterinarios y reciben aves para su recuperación, deben realizar una evaluación física y exámenes complementarios, los cuales son fundamentales para establecer un prediagnóstico/diagnóstico adecuado y tomar decisiones sobre la mantención o modificación del/los tratamiento(s) que se han instaurado. Los exámenes de rutina que se realizan en la mayoría de los centros de este tipo son principalmente; exámenes de sangre (hematología, bioquímica sanguínea, pruebas toxicológicas) y radiografías (Curihual, comunicación personal, 11 de enero 2023).

## **Generalidades sobre hematología**

La hematología del griego *haimato* (sangre) y *logia* (ciencia) es la disciplina de la ciencia médica que estudia la sangre y los órganos hematopoyéticos. Actualmente es considerada una parte integral del laboratorio clínico en medicina aviar, si bien, muchas veces los ensayos hematológicos rara vez permiten llegar a un diagnóstico etiológico, son indispensables para evaluar salud y enfermedad en individuos, monitorear el progreso de enfermedades, evaluar la respuesta a la terapia y ofrecer un pronóstico (Samour, 2023) siendo así una de las herramientas más utilizadas en estudios de vida silvestre (Maceda-Veiga *et al.*, 2015).

La evaluación de la morfología celular es una parte importante en la hematología, sobre todo en especies exóticas y silvestres, debido al pequeño tamaño de muestra que se necesita; “*Una sola gota de sangre provee valiosa información en la evaluación del paciente*”. Le permite al clínico conocer la presencia de hemoparásitos, la respuesta frente a otros agentes infecciosos que pueden estar afectando la salud del individuo y cómo el organismo está

respondiendo a un cuadro anémico (Campbell, 2015a). Esta evaluación se realiza mediante un extendido de sangre teñido con coloración Wright u otra tipo Romanowsky como son Wright-Giemsa, May Grünwald-Giemsa o Diff-Quick (Copete-Sierra, 2013)

### **Consideraciones para la toma de muestra en aves**

El volumen total de sangre en aves es de 6-11 ml por 100 g de peso vivo. Por lo tanto, un águila adulta que pesa aproximadamente 2 kg, tendría entre 120 - 220 ml de sangre aproximadamente, de los cuales, en un individuo clínicamente sano pueden extraerse hasta el 10% (12 - 22 ml) de sangre de forma segura, sin que tenga algún desmedro para su salud, sin embargo, generalmente sólo 0,2 - 0,3 ml de sangre es suficiente para realizar un hemograma completo en aves (Wernery *et al.*, 2004).

En varias especies de aves es común utilizar la vena yugular (*vena jugularis dextra*), vena basílica (*vena cutánea ulnaris superficialis*) y la vena caudal tibial (*vena metatarsalis plantaris superficialis*) siendo en aves rapaces la vena basílica la de elección (Samour, 2023), sin embargo, también puede obtenerse de la vena yugular y medial metatarsal (Campbell *et al.*, 2010) (Figuras 1, 2 y 3 en anexo 3). El material de preferencia para la venopunción incluye una aguja de 23 a 25 G doblando la aguja desde la base en un ángulo de 25 grados y jeringas de 1 a 3 ml. En aves rapaces el EDTA (ácido etilendiamina tetra acético) es el anticoagulante de elección a diferencia de lo que ocurre en otras aves donde éste genera hemólisis de los eritrocitos. (Campbell *et al.*, 2010).

### **Morfología de las células hematológicas en aves**

#### **Eritrocitos**

Los eritrocitos en aves deben evaluarse en base a su tamaño, color, forma, posición nuclear y presencia de inclusiones celulares (Campbell, 2015b). Los eritrocitos maduros son el tipo celular que se encuentra en mayor cantidad en la sangre periférica de aves sanas, sin embargo, también es posible encontrar diferentes precursores eritroides (eritrocitos inmaduros) (ver tabla 1, en anexo 2) tanto en pacientes sanos como enfermos.

Los eritrocitos maduros en aves rapaces al igual que en las demás aves, son elípticos, biconvexos con un núcleo ovalado y alargado de ubicación central, su cromatina está bien agrupada, la cual se condensa cada vez más con la edad. El tamaño del eritroide en rapaces

no ha sido definido, pero debería oscilar entre 10,7 x 6,1  $\mu\text{m}$  y 15,8 x 10,2  $\mu\text{m}$  (largo y ancho respectivamente), que es lo normal para otros tipos de aves (Campbell, 2015b).

Los eritrocitos policromatófilos son la penúltima etapa del desarrollo de los eritrocitos, éstos poseen una apariencia más redondeada, su citoplasma se tiñe azul claro (más basófilo) y su núcleo es más redondeado y su cromatina está menos empaquetada en comparación con los eritrocitos maduros. Pueden constituir hasta el 5% del recuento celular sanguíneo en aves sanas (Campbell *et al.*, 2010).

Los rubricitos son una etapa menos madura que el policromatófilo, presentan una apariencia redondeada, siendo más pequeños que los anteriormente mencionados. Se caracterizan por tener un núcleo redondo y cromatina menos agrupada en comparación a sus estadios más maduros. (Clark *et al.*, 2009), pueden encontrarse ocasionalmente en aves sanas, pero la mayoría de las veces son encontradas en gran cantidad cuando el ave está anémica, probablemente debido a una eritropoyesis acelerada (Campbell, 2013)

Ocasionalmente se pueden encontrar células eritroides en proceso de división (eritrocitos en mitosis) en la sangre periférica en aves clínicamente sanas. También es posible encontrar eritrocitos anucleados (eritroplástidos), menos del 1% en sangre periférica se puede considerar normal. (Clark *et al.*, 2009).

En animales enfermos pueden existir alteraciones morfológicas de los eritrocitos, en base a su color (policromasia), tamaño (anisocitosis) y/o forma (poiquilocitosis), alteraciones que no deben confundirse con cambios morfológicos que pueden ocurrir en aves sanas, por ejemplo, Anisocitosis +1 es considerado un cambio morfológico, ya que esto se puede encontrar de forma normal en la mayoría de las aves. Por lo que es importante conocer las particularidades de cada especie para poder realizar una correcta interpretación de dichas alteraciones y cambios (Copete-Sierra, 2013).

## **Leucocitos**

En la sangre de las aves se pueden encontrar cinco tipos de leucocitos: heterófilos, eosinófilos, basófilos (todos ellos granulocitos o polimorfonucleares), linfocitos y monocitos (que corresponden a células mononucleares) (Jones, 2015).

## **Heterófilos**

Son los leucocitos más comunes de encontrar en la sangre periférica de la mayoría de las diferentes especies de aves. En aves rapaces los heterófilos son células redondas e irregulares de 10-12  $\mu\text{m}$  de diámetro, con gránulos finos fusiformes a alargados, que se ven en alta densidad en el citoplasma. El núcleo se presenta más oscuro que el citoplasma y un número indeterminado de lóbulos nucleares. En algunas aves los gránulos de los heterófilos pueden exhibir un "cuerpo granular central". Esta es una estructura ovoide, pálida o refractiva ubicada en la sección media del gránulo. En algunos casos, el cuerpo granular central puede ser más prominente que la matriz circundante del gránulo (Clark *et al.*, 2009).

Los heterófilos inmaduros presentan una fuerte basofilia citoplasmática y ausencia de segmentación nuclear, en sangre periférica pueden encontrarse heterófilos en banda, metamielocitos y mielocitos, estas células no suelen observarse en aves sanas y su presencia está relacionada con enfermedades infecciosas, además pueden existir alteraciones morfológicas de los heterófilos, en donde estos exhiben cambios tóxicos como lo son degranulación, vacuolización y/o basofilia del citoplasma (Copete-Sierra, 2013).

## **Eosinófilos**

Los eosinófilos son el segundo tipo de granulocitos más comunes en aves (Jones, 2015). En aves rapaces los eosinófilos son células redondeadas e irregulares, similar al tamaño de los heterófilos con citoplasma azul claro y núcleo bilobulado, contienen inclusiones esféricas intensamente eosinofílicas (Campbell *et al.*, 2010) las cuales en general son más brillantes que los heterófilos, ya que, poseen mayor cantidad de arginina, además carecen del cuerpo central granular que tienen los heterófilos (Jones, 2015). Sin embargo, se describe que la apariencia de los eosinófilos puede ser muy variable entre los grupos de las aves rapaces (Clark *et al.*, 2009).

## **Basófilos**

Los basófilos son poco comunes en los frotis de sangre periférica de las aves, sin embargo, cuando se ven no deben confundirse con heterófilos tóxicos. Los basófilos son ligeramente

más pequeños que los heterófilos y que los eosinófilos (Jones, 2015). En aves rapaces los basófilos son células redondas con pequeños gránulos redondos intensamente basofílicos (Campbell *et al.*, 2010). También puede ocurrir, que los gránulos citoplasmáticos puedan no teñirse exhibiéndose vacuolas regulares y redondas en un citoplasma pálido con algunos gránulos basofílicos, en tales casos, el núcleo es de redondo a ovoide y compuesto de cromatina moderadamente densa, generalmente ocurre con Diff Quik (Clark *et al.*, 2009).

### **Linfocitos**

Morfológicamente los linfocitos varían en apariencia, cuando estos se tiñen con tinciones del tipo Romanowsky se pueden clasificar en linfocitos pequeños, medianos y grandes. Los linfocitos pequeños típicos son los más pequeños de los leucocitos, su núcleo es redondo, compuesto de cromatina densa y aglomerada con un pequeño "borde" a menudo incompleto de citoplasma que varía en su nivel de basofilia. Los linfocitos medianos son más grandes que los linfocitos pequeños, a menudo de tamaño similar a los granulocitos, y tienen un núcleo moderadamente denso, redondo e irregular, con cromatina condensada y citoplasma basofílico. Los linfocitos grandes son más grandes que los típicos granulocitos, de tamaño similar a los monocitos, suelen tener una forma de redonda a ovoide y su núcleo es moderadamente denso e irregular, con cromatina condensada y con un citoplasma moderadamente basofílico (Clark *et al.*, 2009). Los linfocitos pueden exhibir varios gránulos (se observan varios puntos dentro de las células lo que se denomina punteado) desde azurófilos a basófilos en su citoplasma (Wernery *et al.*, 2004).

### **Monocitos**

En aves rapaces los monocitos son más grandes que los linfocitos, su núcleo es de forma variable y también es grande, además se tiñe menos oscuros que el núcleo de los linfocitos, En cambio el citoplasma de los monocitos es gris-azul y ocasionalmente puede contener pequeños gránulos eosinofílicos y vacuolas, características que pueden confundir estas células con linfocitos grandes (Campbell *et al.*, 2010).

## **Trombocitos**

Los trombocitos son células nucleadas redondas y pequeñas, que presentan un citoplasma reticulado con pequeños gránulos rojos y vacuolación. El núcleo cubre una pequeña área dentro del citoplasma y su cromatina se presenta muy condensada (Campbell *et al.*, 2010).

Después de una extensa revisión bibliográfica sobre hematología aviar, se puede concluir que existe muy poca información sobre la morfología de células sanguíneas en aves rapaces, siendo inexistente para la especie *Geranoaetus melanoleucus*, por lo que, la presente memoria de título pretende contribuir aportando información que defina aspectos morfológicos de los eritrocitos, leucocitos y trombocitos del águila mora (utilizando para ello águilas en cautiverio en proceso de rehabilitación) generando como producto final una compilación de las fotografías obtenidas de los frotis evaluados.

## **OBJETIVOS**

### **OBJETIVO GENERAL**

Caracterizar la morfología de los distintos tipos de células sanguíneas en águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*) (según edad y sexo) y diseñar una guía visual de éstas. De los ejemplares que residen en el Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces (CRAR) ubicado en Talagante.

### **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

1. Describir la morfología de eritrocitos de águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).
2. Describir la morfología de los leucocitos de águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).
3. Describir la morfología de los trombocitos de águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).
4. Analizar la variabilidad de cada tipo de célula sanguínea, según edad y sexo.
5. Diseñar una guía visual de células sanguíneas de águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

Este estudio cuenta con la colaboración del Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces (CRAR), el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile, Laboratorio de Patología Veterinaria VeterLab y Clínica Veterinaria Cendovet, quienes facilitaron el desarrollo del proyecto ya sea con sus dependencias, aves utilizadas para el muestreo y algunos de los insumos que se usaron para el presente estudio, por lo que, la especie a estudiar y tipo de tinción utilizada fueron escogidos según disponibilidad de los colaboradores.

### **Tipo y especie estudiada**

Este estudio es de carácter descriptivo, donde se muestrearon todas las águilas mora que fue posible manipular (bajo criterios de bienestar animal y seguridad) del Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces (CRAR) dependiente de AvesChile (UNORCH).

A cada individuo se le realizó un examen físico con la finalidad de determinar su condición clínica, para luego tomar las muestras de sangre correspondientes, finalizando con la extensión del frotis sanguíneo y liberación del animal en una jaula individual.

Por lo tanto, se describirá la morfología de las células sanguíneas de águilas mora que permanecen en el CRAR, las cuales pueden estar sanas o enfermas, información que será determinada luego de haber realizado el examen clínico.

### **Aspectos Bioéticos**

El presente estudio cuenta con la aprobación del Comité Institucional de Cuidado y Uso de Animales (CICUA) de la Universidad de Chile (anexo 4).

### **Área de estudio**

Se obtuvieron muestras de sangre de águilas mora del Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces (CRAR) dependiente de AvesChile (UNORCH) ubicado en la Provincia de Talagante, en la región Metropolitana de Santiago de Chile.

El Centro de Rehabilitación posee distintos recintos donde alojan las aves que permanecen en él. Hay una zona de “exhibición” (ver figura 4 y 5 en anexos 3) donde se mantienen aves

que no pueden ser liberadas, otra área de cuarentena (ver figura 6 en anexos 3) donde permanecen los animales recién llegados al centro y además otra área oculta donde se alojan los animales que están prontos a liberación que le denominan “voladero”. Para este estudio se trabajó con 14 ejemplares de águilas mora, 13 que se encontraban en el área de exhibición y una que se encontraba en cuarentena.

### **Tamaño de muestra**

Al momento de la visita al CRAR, éste tenía 25 águilas mora, 10 de las cuales se encuentran próximas a liberación, por lo que no se pudieron muestrear, ya que, deben estar sin contacto con el humano para que su liberación sea exitosa. De las 15 restantes, una era extremadamente agresiva quedando fuera del estudio, lo que nos deja un total de 14 individuos que fueron muestreados.

Este estudio utilizó 14 muestras de sangre, correspondientes a 14 individuos distintos, lo que corresponde a un tamaño de muestra considerado a “demanda”, es decir, se trabajó con el número de individuos que se poseen o están disponibles.

Como la presente investigación es de naturaleza descriptiva y exploratoria, ésta sentará las bases para futuros estudios de naturaleza analítica que permitan estudiar representatividad y significación estadística.

Este estudio contempla un abordaje descriptivo, mediante análisis exploratorio de datos, basado en medidas de posición como el promedio, mínimos y máximos y medidas que describen variabilidad como la desviación estándar y coeficiente de variación para cada tipo celular. Debido a la naturaleza no experimental de la muestra no se justificó el uso de pruebas de significación estadística.

### **Criterios de selección de ejemplares**

Los individuos que se seleccionaron para el estudio fueron aquellos ejemplares que se encuentran en el centro de rehabilitación, que podían ser manipulados de forma segura, es decir, que esto no implique un riesgo para el operador ni para el animal.

### **Metodología del estudio**

Se recopilaron los datos correspondientes a la anamnesis de las aves que entraron en el estudio, realizándose una anamnesis colectiva, es decir, se utilizó una ficha en común para

todos los animales (Tabla 2 en anexo 2) y luego, la captura de cada ejemplar con su examen clínico correspondiente (constantes fisiológicas, evaluación de plumaje, desarrollo pectoral, peso, sexaje y medidas morfométricas) anotando esos datos en una ficha para cada individuo (Tabla 3 en anexo 2).

Cada animal se identificó tanto por el número de su anillo, como por un código asignado, el cual se explicará más adelante. Una vez terminado esto, se obtuvieron las muestras de sangre correspondientes, realizando extendido sanguíneo, dejando a cada animal en una jaula individual, repitiendo este mismo procedimiento para cada ave muestreada.

Una vez terminado el muestreo, se trasladaron las muestras para ser procesadas, analizarlas y realizar un registro fotográfico.

A continuación, se explica en detalle cada punto:

### **1) Anamnesis**

La anamnesis consiste en registrar el historial clínico de los animales, recopilando datos sobre sus antecedentes médicos, dieta y alojamiento (Tabla 4 en anexo 2), información proporcionada por el encargado del centro de rehabilitación. Esto permitió tener una idea del estado de salud del paciente.

### **2) Captura del ejemplar**

#### **Captura, restricción y manipulación**

Para capturar a las aves dentro de las jaulas se utilizó un “chinguillo” o vara en cuyo extremo presenta un aro, al que se le une una red en forma de cesto, sin embargo, el sacar el ave de la red entorpecía el procedimiento, por lo que, se decidió no utilizarlo para así evitar lesiones en las aves. En cambio, se optó por arrinconar a los ejemplares en una esquina de la jaula para posteriormente tomarlas desde las patas, ya que, como mecanismo de defensa las rapaces tienden a colocarse de espaldas con las patas hacia arriba lo que facilita su captura.

Los ejemplares fueron manipulados según indica Scott (2016) con guantes de seguridad (cuero) sujetándolos de las patas, apoyando el cuerpo del ave contra el pecho del operador inmovilizando las alas y así evitar fracturas iatrogénicas.

### 3) Examen clínico

A cada animal se le realizó un examen clínico en un tiempo entre 10 a 15 minutos, aproximadamente, considerando las recomendaciones publicadas en libros dedicados a medicina aviar como “*Raptor Medicine, Surgery and Rehabilitation*” de David Scott (2016) y “*Medicina aviaria*” de Jaime Samour (2010), los que indican que este tiempo es el adecuado para evitar un estrés innecesario en el paciente.

La exploración física se realizó de forma sistemática, comenzando por la cabeza del ave, para luego evaluar cuerpo, explorar alas, el propio cuerpo, cola, patas y dedos (ver tabla 5 en anexo 2, donde se enumeran las características evaluadas). Una vez que se terminó de explorar la zona de la cabeza, los ojos se cubrieron con una capucha (caperuza) (Figuras 7 y 8 anexo 3) para disminuir el estrés del águila.

La evaluación del plumaje además de hacerlo de forma visual se realizó también con una cámara microscópica marca Andostar A1, para evaluar presencia de parásitos difíciles de ver a “ojo desnudo” y la auscultación con un fonendoscopio Littman pediátrico.

Además, se registraron las constantes fisiológicas como lo son temperatura corporal (vía rectal), patrón respiratorio y frecuencia cardíaca (los valores de referencia para la especie se pueden ver en la tabla. 6 en anexo 2).

Para establecer la condición corporal se consideró la cantidad de masa muscular pectoral (desarrollo pectoral), este es un buen indicador del estado de salud general en un ave rapaz. La puntuación o *score* que se asignó fluctúa de 1 a 5. Considerándose que un individuo sano tiene una puntuación corporal de 3 a 4, puntuaciones de 1 o 2 indica un ave emaciada y un *score* de 5 es indicativo de un ave con sobrepeso (tabla 7 en anexo 2).

El pesaje a cada animal se realizó utilizando una balanza digital de buena precisión, pesando al ave en conjunto con el operador (quien realiza la sujeción del ejemplar), para luego restar a ese valor el peso de la persona (operador) y de la caperuza.

El sexaje se determinó mediante las características del dimorfismo sexual inverso; lo cual quiere decir, que en aves rapaces diurnas las hembras son de mayor tamaño que el macho (entre un 20 a 30% mayores a un macho) (Ferguson *et al.*, 2001), por ejemplo, en promedio

la envergadura alar de un águila mora hembra adulta es de 184 cm y en el macho 149 cm (Iriarte *et al.*, 2019).

La estimación de la edad se realizó de manera visual considerando aspectos morfológicos del plumaje (Alvarado *et al.*, 2015) además de información aportada por los encargados del centro de rehabilitación, como el tiempo de permanencia en el centro.

Para tomar las medidas morfométricas, el instrumento utilizado fue un calíper de alta precisión y una regla metálica, registrándose longitud alar, de cola, de tarso y de pico de cada ejemplar a muestrear.

Toda la información obtenida se registró en una ficha clínica individual, las cuales fueron identificadas según el número de anillo de cada ave y un código en particular.

El resumen de la ficha clínica que se utilizó en terreno incluye los datos de identificación de los ejemplares muestreados, parámetros fisiológicos y las alteraciones encontradas en el examen físico (anexo 2, tabla 8).

#### **4) Identificación de los ejemplares**

Las águilas muestreadas se encontraban anilladas, pero con el objetivo de facilitar la interpretación de datos, además del número del anillo se les asignó un código en particular para este estudio.

Este código asignado se toma de uno de los capítulos de un estudio de Castillo (2015) titulado “Identificación de águila mora según sus características morfométricas”, y que por lo tanto entrega por sí mismo información de cada individuo en particular. Dicho código consiste en un número y dos letras:

(n) + grupo etario (J/sA/A) + sexo (H/M)

(n): refiérase al número de individuo del cual se obtuvo la muestra.

Grupo etario: siendo **J** si es un ejemplar juvenil, **sA** si es sub-adulto o **A** si es un ejemplar adulto.

Sexo: la **H** corresponden a las hembras y la **M** a los machos, el sexo fue determinado por el tamaño del ave (dimorfismo inverso).

## **5) Toma de muestra - frotis sanguíneo - almacenamiento - transporte**

Luego del examen clínico, se obtuvieron las muestras de sangre de la vena basílica derecha de los 14 animales, utilizando jeringas de 1 ml y agujas de 23 G, obteniéndose un volumen de sangre de 0,7 ml, de los cuales 0,5 ml se depositaron en tubos con ácido etilen diamino tetra acético (EDTA) y el resto se utilizó para realizar los frotis o extendidos sanguíneos en por lo menos dos portaobjetos en terreno (frotis frescos, sin pasar por anticoagulante).

Una vez obtenida la muestra de sangre, cada ejemplar fue liberado en una jaula individual.

Los frotis se almacenaron en una caja para guardar portaobjetos, la cual aseguró que el traslado no dañase la muestra, ya que, presenta ranuras para disponer los frotis separados unos de otros, sin que se topen (anexo 3, Figura 9 y 10).

La sangre con EDTA se dejó en un contenedor refrigerante, luego de 20 minutos de haber recolectado cada muestra y así evitar la hemolisis por cambios bruscos de temperatura, ya que ésta al ser extraída del cuerpo se encuentra tibia y al introducirla de inmediato a un contenedor frío se dañan las células. La temperatura de almacenamiento de las muestras fue de 4 a 6 grados celcius, controlándose mediante un termómetro ambiental.

Las muestras con EDTA fueron trasladadas (el mismo día de obtenida la sangre) a las dependencias de la Clínica Veterinaria Cendovet, realizándose otros dos frotis por animal, esta vez en condiciones de laboratorio, almacenándose en el mismo tipo de cajas antes mencionadas, donde se mantuvieron hasta su tinción y análisis.

Cada frotis fue rotulado con el código identificador detallado anteriormente, indicando con una F si el frotis fue con sangre fresca y con las palabras EDTA si el frotis extendido pasó por este anticoagulante, incluyendo el número de anillo del animal y el número 1 y 2 refiriéndose al número de frotis realizado (primer o segundo frotis). Figura 11 en anexo 3.

La técnica para extender todos los frotis se indica en la Figura 12 en anexo 3.

## **6) Tinción de las muestras**

La tinción de los frotis se llevó a cabo en el Laboratorio de Patología Veterinaria VeterLab a cargo de la Dra. Verónica Hurtado (14 días después de obtenidas las muestras, ya que, el laboratorio estuvo cerrado por contingencia sanitaria).

La tinción utilizada fue de tipo Romanowsky, específicamente Diff Quick.

### **Protocolo utilizado para la tinción con Diff Quick**

Todos los frotis fueron teñidos con Diff Quik utilizando el siguiente protocolo (orden temporal):

- Fijación con metanol: se introdujo cada portaobjetos 10 segundos en metanol (10 inmersiones de 1 segundo cada una), retirando el excedente en un papel absorbente antes de continuar con el siguiente paso.
- Tinción eosinófila: se introdujo cada portaobjetos 7 segundos en la tinción de eosina (7 inmersiones de 1 segundo una), retirando el excedente antes de continuar con el paso siguiente.
- Tinción basófila: se introdujo cada portaobjetos 10 segundos en la tinción hematoxilina (10 inmersiones de 1 segundo cada una), retirando el excedente antes de continuar con el siguiente paso.
- Lavado: se lavó cada portaobjetos en un vaso con agua, moviendo constantemente.
- Secado: cada portaobjetos se dejó secar al aire dispuesto de forma vertical.
- Montaje: para el montaje se aplicó una gota de pegamento hematológico marca Entellan New en cada frotis y se cubrió con un cubreobjetos largo.
- Secado del montaje: se dejaron secar al aire dispuesto de forma horizontal.

### **7) Análisis de muestras**

Para la observación y análisis de las muestras se utilizaron dos microscopios uno marca OLYMPUS BH2 y un Microscopio Trino III (Trinocular) con iluminación Kohler. Para la revisión general del frotis se utilizaron los objetivos 10x, 20x, 40x y una magnificación de 1000 utilizando objetivo de 100x con aceite de inmersión para la evaluación de la morfología de los tres tipos celulares que se describieron (eritrocitos, leucocitos y trombocitos).

Se evaluó por completo el área de la monocapa de los 56 frotis (2 frotis frescos y 2 con EDTA por cada animal) para realizar la descripción cualitativa de las células, pero, se consideró un frotis por cada ave para la evaluación cuantitativa (en cuanto al tamaño), considerándose hasta medir 100 eritrocitos maduros, 100 eritrocitos inmaduros, 100 trombocitos, 100

heterófilos y la cantidad encontrada de eosinófilos, basófilos y linfocitos en toda el área de la monocapa, por lo que el número de campos evaluados es variable dependiendo de la dispersión de las células.

Cada campo evaluado fue fotografiado; cada fotografía se nombra según tipo y número de célula, dejándose en carpetas individuales según cada ave muestreada, para no confundir la información obtenida de cada animal. Cada célula que apareció en el campo fotografiado se le asignó un número correlativo, de esta manera se logró medir célula por célula sin duplicar algún registro, estos datos fueron registrados en una planilla borrador.

Los aspectos que se consideraron para la descripción morfológica incluyen tamaño, forma, posición nuclear, tipo de gránulos e inclusiones citoplasmáticas (según corresponda) y color. La descripción de este último se realizó en cuanto a su afinidad; acidófilas o basófilas y dando apreciaciones de colores en un lenguaje coloquial: rosa, azul, celeste, rojo, morado, etc. En la tabla 9 anexo 2 se encuentra un resumen de este punto.

La descripción del tamaño se realizó en cuanto al largo y ancho de la totalidad de la célula y núcleo, para calcular el tamaño se utilizó el programa Micam versión 3.0.2, el cual fue calibrado previamente (con un calibrador para microscopio que se puede ver en figura 13, en anexo 3) y de esta manera se pudieron obtener medidas con mayor precisión. Todos los datos fueron traspasados a Excel, archivo denominado análisis de datos, y así facilitar el análisis estadístico.

#### 8) **Análisis de datos**

Para analizar la variabilidad de cada tipo de célula sanguínea (según edad y sexo) se utilizó el Software de análisis estadístico STATA/SE 14.0.

##### - Descripción de los análisis:

Se trabajó el análisis considerando cuatro grupos de individuos. El primero consideró todos los individuos (N=14 águilas), el segundo corresponde a la agrupación de individuos según sexo, el tercero, al de individuos según edad y el cuarto, al de individuos según sexo y edad.

Para cada grupo se estudiaron medidas de posición como: promedio, mínimos y máximos y medidas que describen variabilidad como: desviación estándar y coeficiente de variación

para los tamaños de los núcleos y/o tamaños de cada tipo celular (eritrocitos maduros, inmaduros, trombocitos, heterófilos, eosinófilos, basófilos, linfocito y monocito).

Los resultados que se reportan en términos estadísticos como el promedio ( $\bar{x}$ ) más/menos una desviación estándar ( $\bar{x} \pm d.e$ ), mínimos (min.) y máximos (máx.) están expresados con dos decimales, aproximando a la centésima y son medidas que están expresadas en micrómetros ( $\mu\text{m}$ ) y para el caso del coeficiente de variación (CV) su unidad de medida es en porcentajes (%).

Finalmente, en el caso de los resultados de carácter cualitativo que pudieron estar influenciados por la metodología utilizada en el procesamiento de las muestras, se dispusieron con un asterisco (\*) para facilitar la interpretación al lector.

#### **9) Registro visual de frotis sanguíneos analizados**

Se realizó un registro fotográfico de los campos evaluados en la zona de monocapa, proceso llevado a cabo en el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Medicina, Universidad de Chile, dirigido por el Dr. Eduardo Álvarez, utilizando una cámara de 8.0 MP enlazado a un adaptador de montura para cámara CCD LINKER acoplándola al microscopio. Se seleccionaron algunas fotografías para generar un documento digital donde se observen los distintos tipos celulares y que sea una herramienta para ayudar a la identificación de dichas células, este documento (guía visual) además incluye los hallazgos más relevantes de los frotis y un resumen sobre la evaluación clínica de cada ave. Guía que podrá ser descargado de forma gratuita desde el Repositorio Académico de la Universidad de Chile (<https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/100008>) pudiendo ser encontrado por el nombre de la autora de la presente Memoria de Título.

Además, se entregará una copia física al Centro de rehabilitación de Aves Rapaces de Talagante.

#### **10) Control de calidad**

Para disminuir/evitar errores preanalíticos, analíticos y post analíticos, a continuación, se menciona un resumen de la experiencia y capacitación que recibe cada persona que participó del proyecto.

## **Manipulación de los ejemplares, identificación de edad, examen clínico y toma de muestra**

Las aves fueron manipuladas tanto por los encargados y voluntarios del CRAR, como por el Dr. Sergio Alvarado Orellana quien tiene más de 35 años de experiencia en el manejo de aves rapaces, siendo él quien las sexó (según tamaño) y las segregó según grupo etario (color/aspectos del plumaje).

La edad se estimó solo en aquellos casos donde el color/aspectos del plumaje y tiempo de permanencia en el CRAR aportaron la información suficiente como para hacer la estimación. El examen clínico y toma de muestra los realizó la autora de esta memoria, Camila Arancibia quién había realizado su práctica profesional en el área de medicina de fauna silvestre en el Zoológico Nacional y desde el 2015 a la actualidad ha hecho pasantías en diversas clínicas veterinarias en el área de medicina menor (perros y gatos) y medicina de exóticos (aves, roedores, mamíferos pequeños no convencionales).

## **Extensión, tinción y análisis del frotis sanguíneo**

La autora de esta memoria fue la encargada de la extensión, tinción y análisis de las muestras, quién realizó dos capacitaciones prácticas y teóricas, en el laboratorio de microbiología de la Facultad de Medicina de la Universidad de Chile y en el Laboratorio de Patología Veterinaria Veterlab, durante un año y medio, además de su participación en el curso de Hematología en animales no convencionales dictado por el Dr. Juan Carlos Troiano y diplomado en Medicina de animales Exóticos y no convencionales de INTERMÉDICA.

Para asegurar la calidad de la tinción se aseguró que ésta estuviese en buen estado (vigente), además de realizarse en un ambiente controlado.

## **Validación de datos y de metodología utilizada**

Como literatura de consulta se utilizaron diferentes fuentes:

- “*Atlas of clinical avian hematology*” de los autores Clark, Boardman y Radal (2009)
- “*Medicina Aviaria*” (Capítulo 3) de Jaime Samour (2010)
- “*Exotic animal hematology and cytology*” de Terry Campbell (2015)
- “*Applications of hematology in wildlife monitoring and ecosystem health assessment*” de A. Maceda-Veiga *et al.* (2015).

La literatura consultada permitió establecer una metodología adecuada y replicable, y facilitar la identificación de cada tipo celular, pero, para minimizar los errores

observador/dependiente en la identificación de las células, se incluyó una sección de observaciones en la planilla borrador utilizada para agregar las descripciones morfológicas de cada célula y calificar como “DUDOSAS” aquellas células que pueden confundirse debido a sus similitudes morfológicas. De esta manera todas las células dudosas se consultaron a distintos especialistas en el área, aquellas diferencias que se presentaron con respecto a lo identificado por la memorista fueron modificadas desde la planilla borrador al Excel denominado análisis de datos (punto detallado en la sección 7 de materiales y métodos).

Los Médicos Veterinarios que ayudaron a orientar a la memorista en el proceso de la identificación fueron los doctores: Jaime Samour, Catalina De La Fuente, Miguel Saggese y Juan Claver:

- Dr. Jaime Samour, Médico Veterinario Zootecnista (Hons), PhD, Dip ECZM (Avian), FRSB, Diplomate of the European College of Zoological Medicine (Avian), EBVS® European Veterinary Specialist in Avian Medicine and Surgery, Professor of Raptor Medicine Regional Coordinator of the Association of Avian Veterinarians for the Middle East and North Africa.
- Dra. Catalina De La Fuente, Médico Veterinario, dedicada al área de Patología Clínica con postítulo de la Universidad Austral de Chile. Especialista en el área diagnóstica de especies mayores y exóticos. Docente adjunta de la Universidad Andrés Bello en Patología Clínica y apoyo diagnóstico.
- Dr. Miguel Saggese, Doctor en Medicina Veterinaria, Profesor asociado a *Microbiology & Avian/Wildlife Medicine College of Veterinary Medicine – Western University of Health Sciences* Pomona, California, USA.
- Dr. Juan Claver, Médico Veterinario, Profesor adjunto área de Histología y Embriología. Facultad de Ciencias Veterinarias, UBA.

## **RESULTADOS**

### **Morfología de las células hematológicas de las águilas muestreadas**

Los resultados aquí expuestos corresponden a las 14 águilas mora que se muestrearon, aves que al examen clínico se definió como individuos enfermos, debido a que todas presentaban una o más alteraciones (traumatismo, dolor crónico, ectoparásitos, baja condición corporal, entre otros), información que puede verse en el anexo 2, tabla 8. No se detallaron en esta sección por no ser parte de los objetivos.

A continuación, se describirá la morfología de las células observadas en un aumento de 100X utilizando aceite de inmersión de los frotis teñidos con el uso de Diff Quick (tanto frescos, como los que pasaron previamente con EDTA), cada sección irá acompañada de sus fotografías respectivas y además en esta misma sección se encontrarán dos tablas (1.1 y 1.2) las cuales integran y permiten resumir la información asociada a los objetivos 1, 2 y 3.

Además, se le recuerda al lector que los resultados que pudieron estar influenciados por la metodología utilizada se dispusieron con un asterisco (\*).

**Objetivo específico 1:** Describir la morfología de eritrocitos de águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).

### **Eritrocitos**

#### **1) Eritrocitos maduros**

Los eritrocitos maduros observados en las muestras evaluadas tienen una forma oval, aunque algunos pueden presentar una forma un poco más redondeada. El núcleo se ubica centralmente y también presentó forma ovalada. Además, la cromatina que se encontró en el núcleo se observó con diferentes grados de empaquetamiento. Algunos núcleos presentan un aspecto reticulado, es decir, zonas del núcleo que no se tiñen correctamente, en cambio en otros se tiñen de forma homogénea.

Se observó que la tinción presenta ligeras diferencias entre los frotis que pasaron por EDTA en comparación a aquellos que se extendieron directamente:

**Frotis con EDTA:** los citoplasmas se tiñeron débilmente coloreándose en gris\* y los núcleos pueden teñirse desde muy basófilo a extremadamente basófilo (azul a azul intenso), aunque en algunos casos los núcleos adquirieron un tono morado\* (también en distintos grados).

**Frotis frescos:** el citoplasma prácticamente no se tiñó\* exceptuando su contorno, a diferencia de lo que ocurre con el núcleo en el cual existe nuevamente una variación en la intensidad de la basofilia, de muy basófilo a extremadamente basófilo (azul a azul intenso), también se puede observar que varios eritrocitos presentaron un tono brillante en el contorno del núcleo.

Tanto en los frotis frescos como con EDTA la intensidad con el cual se tiñó el núcleo depende del grado de empaquetamiento o condensación de la cromatina, más basófilo el núcleo a medida que aumenta el nivel de condensación.

El tamaño de los eritrocitos fue de 13,79  $\mu\text{m}$  de largo por 7,45  $\mu\text{m}$  de ancho y el tamaño de su núcleo 6,47  $\mu\text{m}$  y de 2,22  $\mu\text{m}$  de largo y ancho respectivamente. La relación núcleo/citoplasma es menor a 1, ya que el núcleo es de menor tamaño que el citoplasma.

## 2) Eritrocitos inmaduros

Se encontraron formas inmaduras de eritrocitos en los frotis de las águilas, como rubricitos y policromatófilos. El tamaño promedio de todos los eritrocitos inmaduros encontrados corresponde a 12,76  $\mu\text{m}$  de largo y 7,62  $\mu\text{m}$  de ancho y las dimensiones de sus núcleos fueron de 6,80  $\mu\text{m}$  de largo y de ancho 3,45  $\mu\text{m}$ .

Se observó que los **policromatófilos** presentan una forma elíptica, el núcleo también es elíptico, aunque, en algunos casos puede ser más redondeado. Éste se ubica en el centro de la célula.

Su citoplasma se tiñó levemente basófilo (celestes), en cambio, su núcleo se tiñó basófilo intenso (azul). En todos los casos la cromatina se observó más desorganizada en comparación a los eritrocitos maduros, generando un aspecto reticulado al no teñirse con una intensidad homogénea dentro del mismo núcleo. Además, se respetan las mismas diferencias que se observaron en los eritrocitos maduros al comparar los frotis frescos con los que pasaron por EDTA.

Los **rubricitos** se observaron redondos o ligeramente ovalados, tanto la célula en sí como su núcleo, el cual se ubicó en posición central. Así como también se pudieron apreciar algunos

rubricitos donde su núcleo se encontraba desplazado hacia un extremo. El citoplasma se tiñó un poco más basofílico que el citoplasma del policromatófilo (azul claro) y su núcleo también se tiñó basofílico no homogéneamente, observándose distintos grados de basofilia dentro del mismo núcleo. El color del núcleo también varió según el tipo de frotis, ya que, en los frotis con EDTA éste claramente toma un color morado\* a diferencia de los frotis frescos donde su núcleo es azul. La cromatina está mucho menos condensada en los rubricitos comparándolos con los policromatófilos. El núcleo ocupa más espacio dentro de la célula que el citoplasma (relación núcleo/citoplasma más cercana a 1).

### Hallazgos

Fue posible encontrar eritrocitos en distintas etapas de mitosis (de 0 a 1 por frotis) (figura 1.9). También en algunos casos se observó solo el núcleo del eritrocito, probablemente debido a la ruptura de la célula, también algunos eritrocitos rotos presentaban una forma de “huevo frito”, y, además, fue posible encontrar formas atípicas como los dacriocitos (eritrocito con un extremo aguzado, en forma de gota, figura 1.5), núcleos segmentados (figura 1.6) y eritroplástidos (eritrocitos anucleados, figura 1.8).

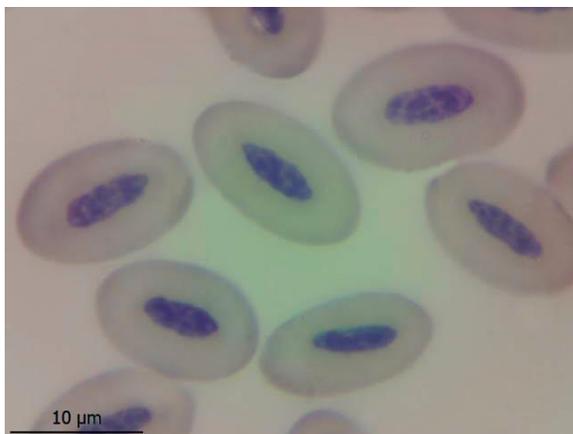


Figura 1.1. Se observan eritrocitos maduros. Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

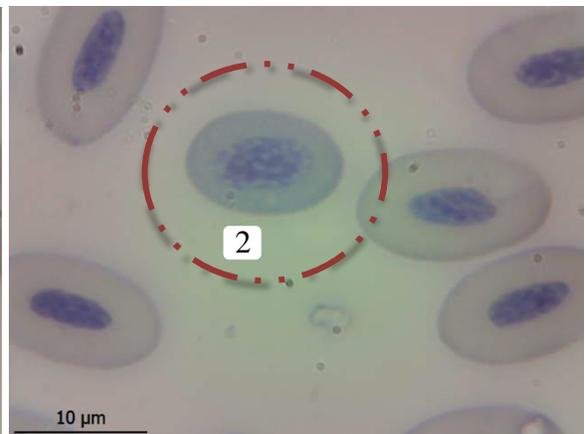


Figura 1.2. Se observa eritrocito inmaduro- policromatófilo (2). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

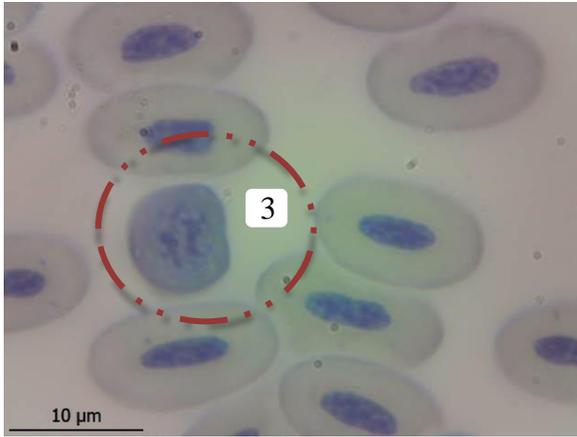


Figura 1.3. Se observan eritrocito inmaduro-rubricito (3). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

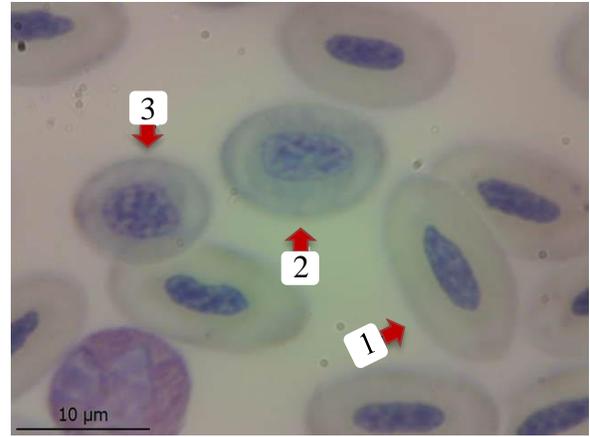


Figura 1.4. Se observan distintos estadios de maduración; eritrocito maduro (1), policromatófilo (2), rubricito (3). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

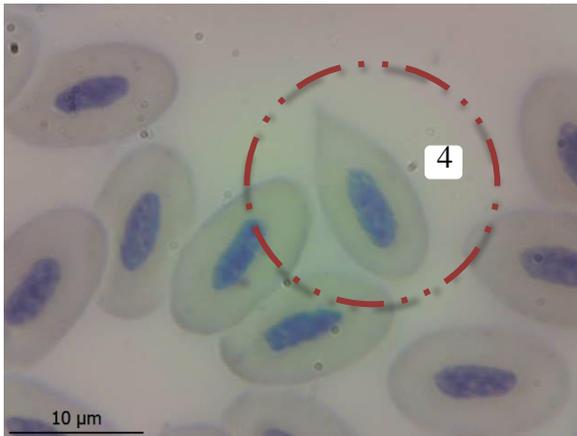


Figura 1.5. Se observa un Dacriocito (4), que corresponde a una forma atípica de eritrocito maduro, donde uno de sus bordes es aguzado. Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

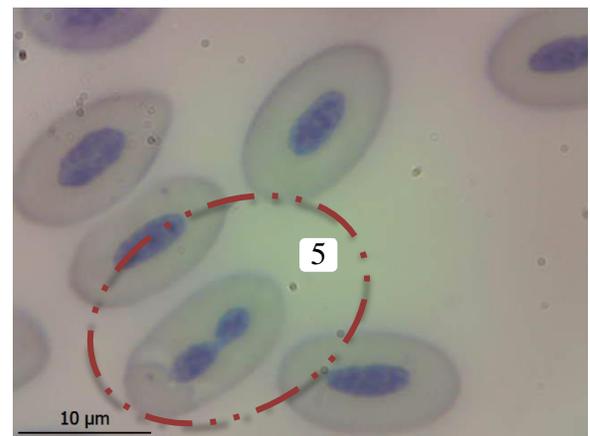


Figura 1.6. Se observa un eritrocito con su núcleo segmentado (5). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión., aumento 100X.

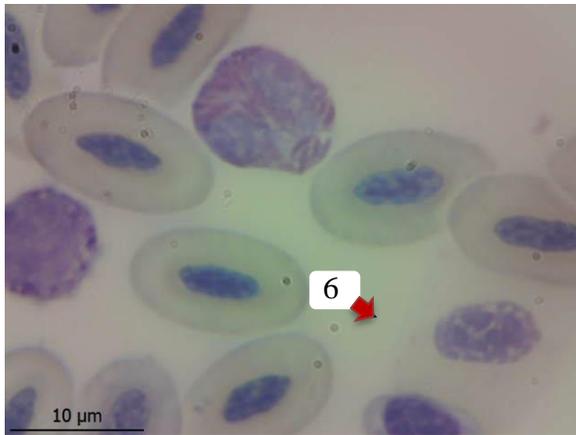


Figura 1.7. Se observa un eritrocito roto (6, flecha), identificado por la clara presencia de un núcleo, pero el citoplasma se confunde con el fondo de la imagen (no se observa membrana celular). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

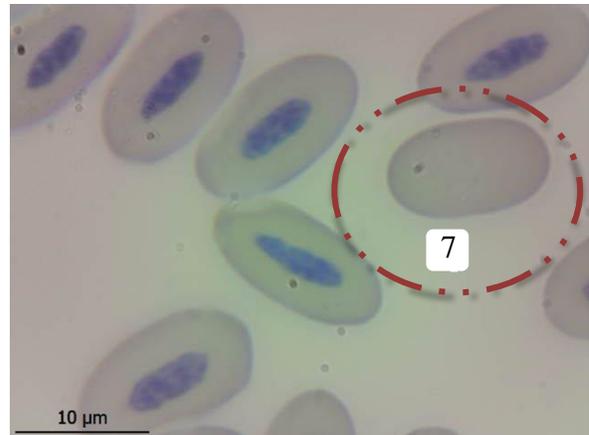


Figura 1.8. Eritrocito anucleado o también denominado Eritroplástido (7); aumento 100X.

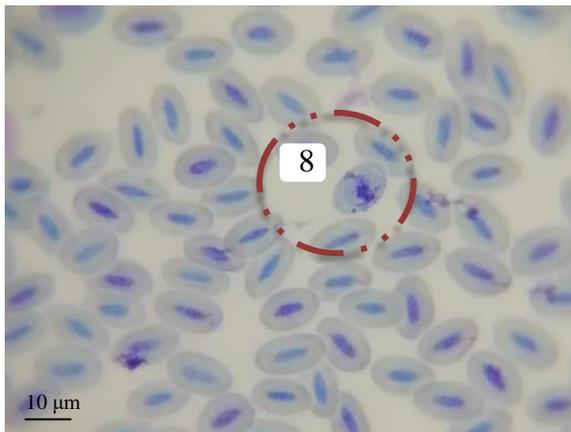


Figura 1.9. Se observa una célula de la línea eritroide en mitosis (8). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

**Objetivo específico 2:** Describir la morfología de los leucocitos de águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).

### **Leucocitos (granulocitos o polimorfonucleares)**

#### **1) Heterófilos**

En general, se observaron células de aspecto redondeado, pero fue frecuente encontrar varios heterófilos que se amoldan a los eritrocitos que lo rodean, tomando otras formas (triangulares, elípticas o semicirculares) o simplemente observándose células amorfas. El núcleo presentó lóbulos, entre dos a seis y en algunos pocos casos se vieron núcleos no lobulados.

En otras ocasiones los núcleos se presentaron en banda, mientras que, en otros, cada lóbulo parecía estar por separado (dos o más lóbulos) debido a la gran cantidad de gránulos que se sobreponían al núcleo. La posición del núcleo fue variable, encontrándose en el centro o desplazados hacia los bordes, a veces dispuesto a lo largo de la célula abarcando casi la totalidad de esta misma. El núcleo se tiñe ligeramente basófilo, en los frotis frescos su color varió en distintos tonos de azul (celestes – azul claro) y en los con EDTA distintos tonos de morado (morado – morado intenso).

El citoplasma presentó gran cantidad de gránulos de diferentes tamaños, todos de forma fusiforme o de bacilo. El color de los gránulos depende si el frotis fue extendido con EDTA o si fue fresco, los frotis con anticoagulante tienden a presentar colores lilas\* y los frescos presentan colores más rosados.

También se pudieron encontrar heterófilos que presentaron un cuerpo central de aspecto redondeado el cual no se tiñó (Figura 2.1).

Se pudieron observar algunos heterófilos en donde sus gránulos estaban bien definidos y otros en donde éstos no se identificaban claramente confundiendo con su citoplasma.

En muchos casos no se apreciaba el núcleo del heterófilo debido a la alta densidad de los gránulos presentes.

El tamaño registrado de los heterófilos fue de 10,96  $\mu\text{m}$  de diámetro. Hay heterófilos que su núcleo ocupa más espacio que el citoplasma y viceversa.

**Hallazgos:** se encontraron varios heterófilos destruidos, en algunos casos no fue posible diferenciar la forma de la célula, pero sí encontrar los gránulos esparcidos en distintas zonas del frotis (heterófilos degranulados, figura 2.2).

## 2) Eosinófilos

Se caracterizaron por ser células de forma redondeada, aunque tienden a amoldarse a las células que las rodean, fue relativamente frecuente encontrar algunos eosinófilos en forma semicircular y otros amorfos. Los núcleos observados eran lobulados, entre dos a cinco lóbulos, aunque en algunas ocasiones los gránulos ocultaban la continuidad entre lóbulos generando un aspecto visual de más núcleos. Los núcleos estaban dispuestos indistintamente a lo largo de toda la célula ubicándose mayoritariamente en el centro, pero, en algunos casos se ubica dejando el centro libre.

En el citoplasma se observó gran cantidad de gránulos de forma redonda, de tamaños similares, que se tiñeron fuertemente eosinofílicos y muy brillantes (rosado brillante). El núcleo en general se tiñó ligeramente basófilo (azul claro), aunque en los frotis con EDTA el color fue con tendencia eosinofílica (más bien lila). Hay algunos eosinófilos que presentaron vacuolas en su citoplasma, las que se caracterizaron por ser de forma redonda, no se tiñeron y desplazaban tanto a los gránulos como al núcleo.

El diámetro de los eosinófilos fue de 11,73  $\mu\text{m}$ , sin embargo, el tamaño del núcleo no fue posible de determinar debido a la alta variabilidad de formas que presentaron. La relación núcleo/citoplasma fue menor a 1, ya que el núcleo siempre fue de menor tamaño que el citoplasma.

**Hallazgos:** se encontraron algunos eosinófilos donde el citoplasma y núcleo protruyeron de la célula hacia el medio, también se encuentran algunos eosinófilos destruidos esparciendo sus gránulos por el frotis (eosinófilos degranulados, figura 2.4).

## 3) Basófilos

La mayoría de los basófilos fueron redondos, y en algunos casos, el núcleo no se diferenció de forma clara, pero en otros éste se ubicó en un extremo de la célula.

El citoplasma presentó gránulos intensamente basofílicos dispersos en toda la célula de forma bastante homogénea, algunos presentaron un puntillado con un basófilo mucho más intenso,

aunque en algunos de ellos los gránulos no se tiñeron, observándose solo vacuolas (figura 2.6), las cuales se ubicaban en forma de media luna, rodeando al núcleo.

El tamaño de los basófilos, fue de  $9,43 \pm 1,40 \mu\text{m}$  de diámetro.

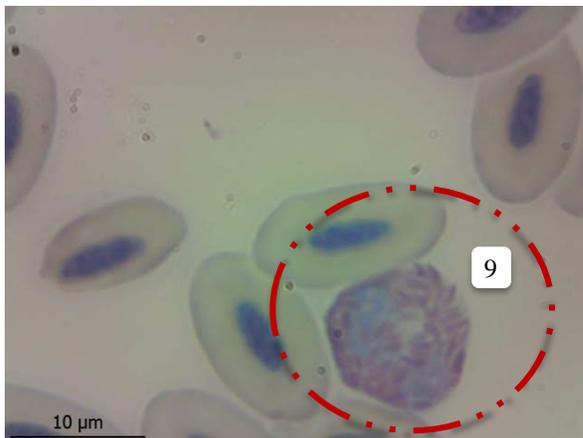


Figura 2.1. Se observa un heterófilo con una zona central refractaria a la tinción, denominada “cuerpo central” (9). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

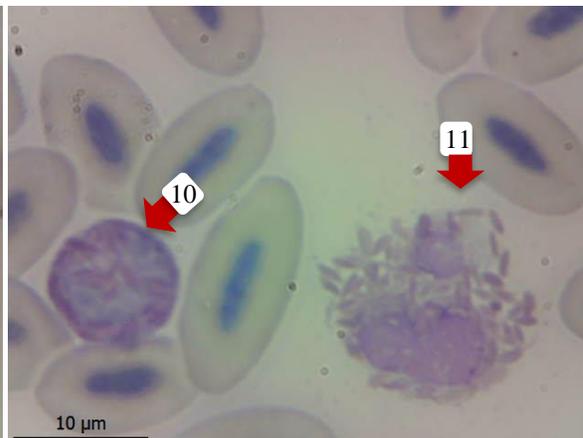


Figura 2.2. A la izquierda se observa un heterófilo con tres lóbulos (10) y a la derecha se aprecia un heterófilo degranulado, también con tres lóbulos (11). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

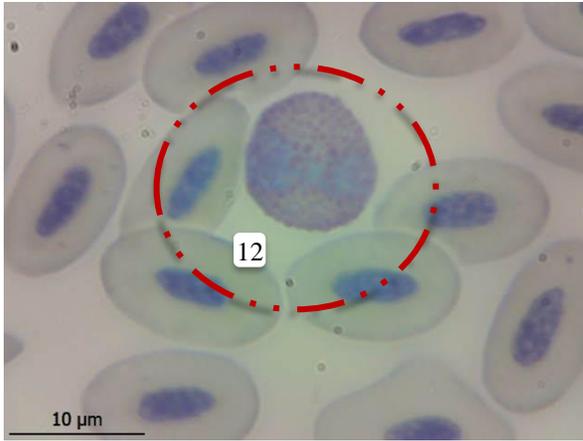


Figura 2.3. Se observa un eosinófilo (12) rodeado de eritrocitos. Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

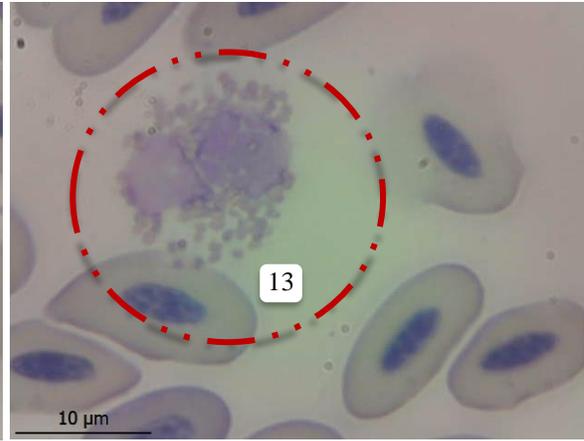


Figura 2.4. Se observa eosinófilo degranulado (13). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

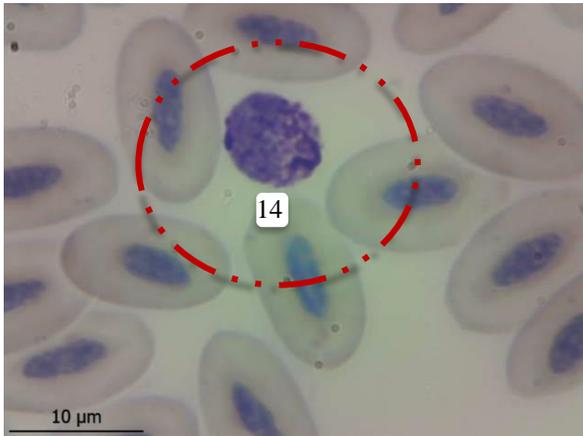


Figura 2.5. Se observa un basófilo (14) con sus gránulos que se tiñen fuertemente basófilos, rodeado de eritrocitos. Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

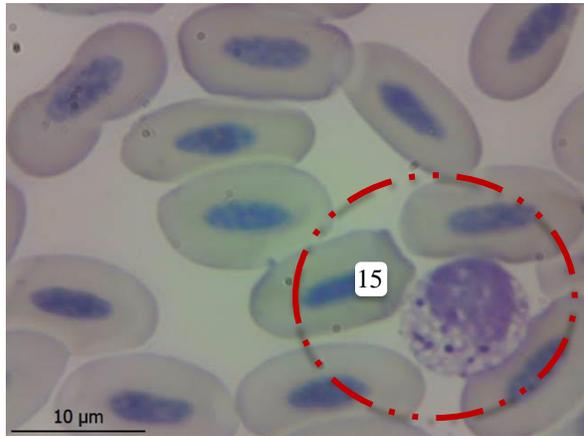


Figura 2.6. Se observa un basófilo vacuolado (15) rodeado de eritrocitos. Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

## **Leucocitos (mononucleares)**

### **1) Linfocitos**

Los hay de distintos tamaños; de 5,50 hasta 17,9  $\mu\text{m}$  de diámetro, considerando la totalidad de la célula, pero todos se caracterizan por presentar una forma circular y núcleo redondo que abarcaba casi la totalidad del linfocito (relación núcleo/citoplasma cercana a 1), ubicado centralmente.

Algunos linfocitos pequeños (figura 3.5) y medianos (figura 3.6) presentaban varias proyecciones lo que le daba un aspecto de “sol”, sin embargo, cuya tinción para los linfocitos pequeños y medianos con o sin proyecciones es la misma; tanto citoplasma como núcleo se tiñeron basófilos, siendo el citoplasma mucho más oscuro que el núcleo. El color del citoplasma fue basofílico oscuro (azul), pero el color del núcleo varió dependiendo de si era un frotis con EDTA o no. En el frotis con EDTA el núcleo se tiñó basofílico-eosinofílico (morado\*), en cambio en frotis frescos fue basofílico claro (azul claro).

Los linfocitos grandes, se caracterizaron, además de su tamaño, por presentar un citoplasma mucho más basófilo que el núcleo, siendo su borde intensamente basófilo. El color del citoplasma siempre fue azul intenso, pero el núcleo fue morado si pasó por EDTA o azul si no pasó por el anticoagulante antes de ser extendido.

El diámetro promedio de todos los tipos de linfocitos fue de 10,19  $\mu\text{m}$  y el promedio del diámetro de sus núcleos 8,14  $\mu\text{m}$ .

### **Monocitos**

Se observaron como células de gran tamaño, redondas, con un núcleo en forma arriñonada ubicado en el centro o hacia un borde en forma de semiluna.

Su citoplasma se tiñó en distintos niveles de basofilia (distintos tonos azulados), al igual que su núcleo, el cual tomó una coloración mucho más basófila que el citoplasma. En los frotis con EDTA se apreciaron colores basófilo-eosinofílicos (lilas a morados\*) tanto en el citoplasma como núcleo, en cambio los frotis frescos mantuvieron sus distintos basofílicos.

Los monocitos pueden medir hasta 19,3  $\mu\text{m}$  aproximadamente, y presentaron un promedio de 12,93  $\mu\text{m}$ . La parte más angosta del núcleo midió aproximadamente 2,13  $\mu\text{m}$  y la parte

más larga 18,1  $\mu\text{m}$ . El citoplasma se encontró en mayor proporción en comparación a su núcleo (relación núcleo/citoplasma menor a 1).

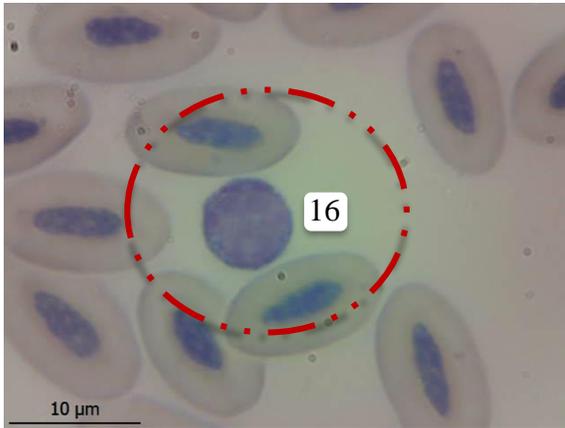


Figura 3.5, Se observa un linfocito pequeño (16). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

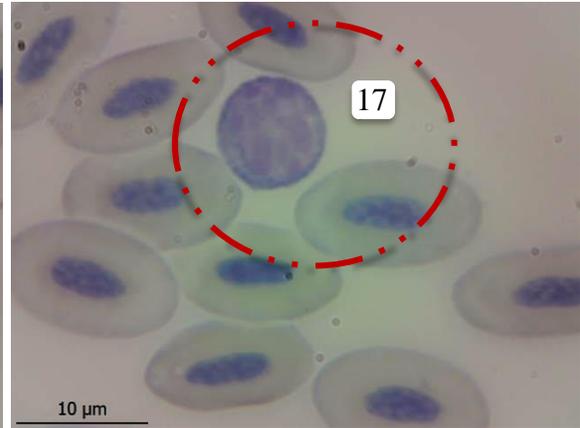


Figura 3.6, Se observa un linfocito mediano (17). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

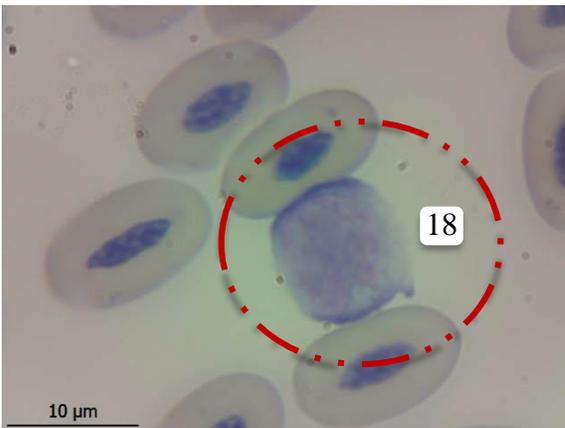


Figura 3.7, Se observa un linfocito grande (18). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

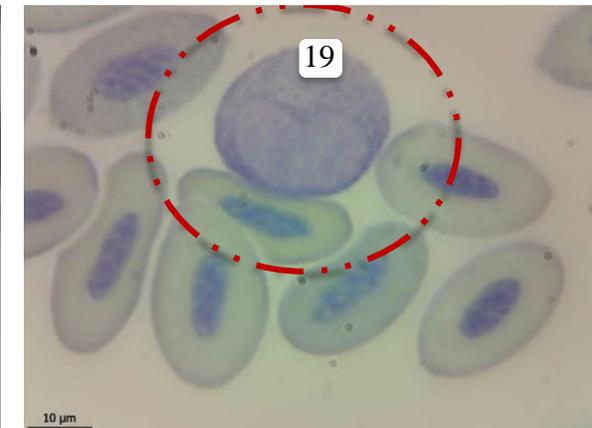


Figura 3.8, Se observa un monocito (19). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

**Objetivo específico 3.** Describir la morfología de los trombocitos de águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).

## **Trombocitos**

### **Trombocitos**

Se observaron células nucleadas de pequeño tamaño y de diferentes formas. Lo más común fue observar trombocitos con forma elíptica, núcleo claramente definido y que se ubicaba en el centro, separando el citoplasma hacia ambos extremos. El núcleo presentó cromatina con distintos grados de empaquetamiento o condensación. Otros trombocitos tuvieron una forma redondeada y un citoplasma que presentaba varias proyecciones, el núcleo también se ubicó en el centro ocupando gran parte de la célula.

El citoplasma en todos los tipos de trombocitos fue más bien neutrofílico, siendo poco visibles (casi no se tiñeron). El núcleo fue basófilo, siendo policromático o basofílico-eosinofílico (moradas\*), cuando fueron muestras adquiridas con EDTA, en cambio los trombocitos de los frotis sin anticoagulante fueron basofílicos (azules). Algunos trombocitos presentaron una o más vacuolas en su citoplasma generando la deformación de éste mismo (las vacuolas fueron refractarias a la tinción).

El tamaño promedio de los trombocitos fue de 9,01  $\mu\text{m}$  de largo por 4,67  $\mu\text{m}$  ancho y su núcleo fue de 5,51  $\mu\text{m}$  de largo y 3,60  $\mu\text{m}$  de ancho.

### **Hallazgos**

Se observaron células de gran tamaño denominadas megatrombocitos éstas eran prácticamente del doble de tamaño que un trombocito, fueron redondas y presentaron un núcleo de ubicación central. Además, algunos megatrombocitos presentaron proyecciones irregulares (figura 4.2),.

El citoplasma se tiñó sutilmente basófilo y el núcleo fue basófilo más intenso. El color del núcleo dependió si fue extendido con EDTA o no, con EDTA el color de su núcleo fue basófilo-eosinófilo (morado\*) y en los frotis frescos presentó tonos eosinofílicos (azules\*).



Figura 4.1, Se observa al centro una aglomeración de trombocitos elípticos (línea punteada) rodeada de eritrocitos. Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

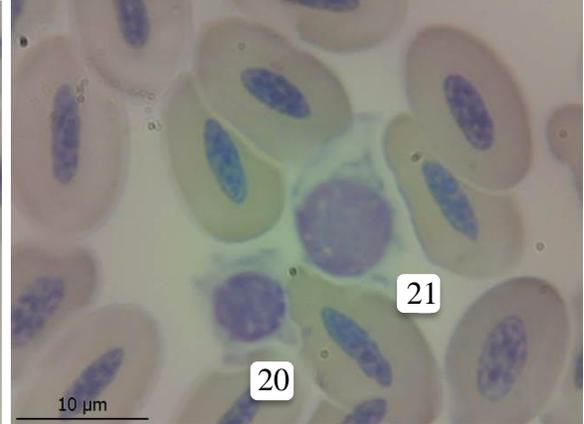


Figura 4.2, Se observa un trombocito redondo con proyecciones en su citoplasma (20) y un megatrombocito (21), rodeados de eritrocitos. Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

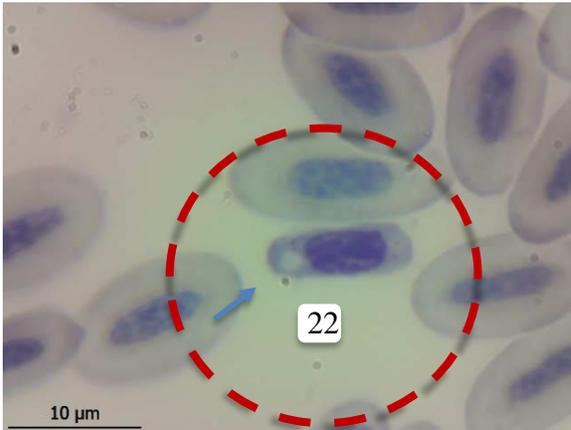


Figura 4.3, Se observa un trombocito elíptico (22) con una pequeña vacuola en el extremo de su citoplasma (flecha azul). Tinción de Diff Quick. Aumento 100X con aceite de inmersión.

**Tabla 1.1. Resumen de características cualitativas y cuantitativas de las células sanguíneas (excepto el núcleo) en águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).**

TIPOS CELULARES	ASPECTOS A DESCRIBIR					
	de la célula		del citoplasma	de los gránulos		
	Tamaño	Forma	Afinidad (color)	Forma	Afinidad/color	
<b>Eritrocitos</b>	Largo $\bar{x}$ : 13,79 $\mu\text{m}$ Ancho $\bar{x}$ : 7,45 $\mu\text{m}$	Ovalada	Neutro (incolore excepto el borde)	No aplica	No aplica	
<b>Eritrocitos inmaduros</b>	Largo $\bar{x}$ : 12,75 $\mu\text{m}$ Ancho $\bar{x}$ : 7,61 $\mu\text{m}$	Redondeada a ovalada	Basófilo (celestes o azul)	No aplica	No aplica	
<b>Heterófilos</b>	Dímetros 10,96 $\mu\text{m}$	Redondeada/ amorfa	Neutro o basófilo claro (incolore o celeste)	Fusiforme o bacilo	Eosinófilo/lila o rosado	
<b>Eosinófilos</b>		Redondeada/ amorfa	Neutro o basófilo claro (incolore o celeste)	Redonda	Eosinófilo/ rosado brillante	
<b>Basófilos</b>		Redondeada	Neutro o basófilo claro (incolore o celeste)	Puntillado o vacuolada	Basófilo fuerte/ azul intenso	
<b>Linfocitos</b>		10,26 $\mu\text{m}$	Redondeada	Basófilo (azul)	No aplica	No aplica
<b>Monocitos</b>		13,44 $\mu\text{m}$	Redondeada	Basófilo claro (celestes)	No aplica	No aplica
<b>Trombocitos</b>	Largo $\bar{x}$ : 9,01 $\mu\text{m}$ Ancho $\bar{x}$ : 4,67 $\mu\text{m}$	Elíptica/redonda con o sin proyecciones	Neutro o basófilo claro (incolore o celeste)	No aplica	No aplica	

$\bar{x}$  = promedio.

**Tabla 1.2. Resumen de características cualitativas y cuantitativas de los núcleos de las células sanguíneas en águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).**

TIPOS CELULARES	ASPECTOS A DESCRIBIR							
	del núcleo				Otros			
	Tamaño	Afinidad (color)	Forma	Posición	Inclusiones	Cuerpo granular central	Vacuolas	
<b>Eritrocitos</b>	Largo $\bar{x}$ : 6,47 $\mu\text{m}$ Ancho $\bar{x}$ : 2,22 $\mu\text{m}$	Basófilo fuerte (azul intenso)	Ovalada	Central	No encontradas	No aplica	No aplica	
<b>Eritrocitos inmaduros</b>	Largo $\bar{x}$ : 6,79 $\mu\text{m}$ Ancho $\bar{x}$ : 3,45 $\mu\text{m}$	Basófilo fuerte (azul intenso)	Redondeada a oval	Central	No encontradas	No aplica	No aplica	
<b>Heterófilos</b>	Dímetros -	Basófilo suave (celestes o azul claro)	En banda, con lobulos	Alrededor de la célula	No aplica	Sí	Sí	
<b>Eosinófilos</b>		Basófilo o eosinófilo (celestes o rosado fuerte)	En banda, con lobulos	Alrededor de la célula	No aplica	No aplica	Sí	
<b>Basófilos</b>		Basófilo fuerte (azul intenso)	Redonda, semiluna	Alrededor de la célula o hacia un lado	No aplica	No aplica	Sí	
<b>Linfocitos</b>		8,14 $\mu\text{m}$	Basófilo fuerte (azul intenso)	Redonda	Central	No aplica	No aplica	Sí
<b>Monocitos</b>		9,78 $\mu\text{m}$	Basófilo fuerte (azul intenso)	Arriñonada	Hacia un extremo	No aplica	No aplica	Sí
<b>Trombocitos</b>	Largo $\bar{x}$ : 5,50 $\mu\text{m}$ Ancho $\bar{x}$ : 3,60 $\mu\text{m}$	Basófilo fuerte (azul intenso)	Redonda a elíptica	Central	No aplica	No aplica	Sí	

$\bar{x}$  = promedio.

**Objetivo específico 4:** Analizar la variabilidad de cada tipo de célula sanguínea entre individuos, según edad y sexo.

#### **Análisis de la variabilidad entre individuos según edad y sexo**

Se calculó el promedio, desviación estándar de los largos y anchos, tanto de células y núcleos y coeficiente de variación, registrándose, además el valor mínimo y máximo.

**Tabla 2.1.1 Medidas de resumen de morfometría de células sanguíneas completas de águilas mora (N=14).**

Tipo	CÉLULA											
	LARGO ( $\mu\text{m}$ )						ANCHO ( $\mu\text{m}$ )					
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n
Eritrocitos maduros	13,79	0,99	10,10	16,90	7,19	1.400	7,45	0,64	4,97	9,60	8,54	1.400
Eritrocitos inmaduros	12,76	1,24	6,70	19,30	9,69	1.400	7,62	0,65	4,88	12,90	8,50	1.400
Trombocitos	9,01	1,71	3,60	14,50	18,97	1.400	4,67	0,77	2,30	8,70	8,86	1.400
	DIÁMETRO ( $\mu\text{m}$ )											
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n						
Heterófilos	10,96	1,08	4,86	20,30	10	1.400						
Eosinófilos	11,73	1,65	5,90	23,00	14	283						
Basófilos	9,43	1,40	6,00	14,30	14,88	89						
Linfocitos	10,19	1,84	5,50	17,90	18,02	328						
Monocitos	12,93	1,33	9,90	19,30	10,26	69						

**N** = ejemplares de águilas; **n** = corresponde al número de observaciones para cada tipo celular;  $\bar{x}$  = promedio; **s** = desviación estándar; **min.** = mínimo; **max.** = máximo y **CV** = coeficiente de variación.

Se observó que los eritrocitos inmaduros (considerando su largo) presentan mayor variabilidad que los eritrocitos maduros, 9,69% versus 7,19% respectivamente, siendo el coeficiente de variación de los eritrocitos inmaduros mayor.

Dentro de los leucocitos, el que presentó mayor porcentaje de variabilidad son los linfocitos con un CV de 18,26% considerando su diámetro.

Los trombocitos fueron el tipo celular que mayor variabilidad presentó, con un CV de 18,97% (considerando el largo total de todas las células).

**Tabla 2.1.2 Medidas de resumen de morfometría del núcleo de células sanguíneas de águilas mora (N=14).**

Tipo	NÚCLEO											
	LARGO (µm)						ANCHO (µm)					
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n
Eritrocitos maduros	6,47	0,63	4,26	9,10	9,78	1.400	2,22	0,35	1,06	7,00	16	1400
Eritrocitos inmaduros	6,80	0,83	2,68	10,80	12,16	1.400	3,45	1,23	1,84	14,60	36	1400
Trombocitos	5,51	0,79	2,35	8,10	14,29	1.400	3,60	0,71	1,78	12	20	1400
	DIÁMETRO DEL NÚCLEO (µm)											
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n						
Heterófilos	-	-	-	-	-	-						
Eosinófilos	-	-	-	-	-	-						
Basófilos	-	-	-	-	-	-						
Linfocitos	8,14	1,33	3,97	13,40	16,28	328						
Monocitos	9,79	1,15	2,13	18,10	11,74	69						

**N** = ejemplares de águilas; **n** = corresponde al número de observaciones para cada tipo celular;  $\bar{x}$  = promedio; **s** = desviación estándar; **min.** = mínimo; **max.** = máximo y **CV** = coeficiente de variación

De los tipos celulares a los cuales se les pudo medir el núcleo, en términos de variabilidad, tenemos que los núcleos del tipo celular que presentaron mayor variabilidad son los linfocitos.

Si se considera solo el largo promedio de los núcleos de lo eritrocitos se encontró que la mayor variabilidad la tuvieron los eritrocitos inmaduros, con un CV de 12,16% v/s 9,78% respectivamente. Y para el caso del largo promedio de los núcleos de los leucocitos mononucleares, son los monocitos quienes presentaron menor variabilidad (CV de 11,74% v/s 16,28% respectivamente)

**Tabla 2.2.1 Medidas de resumen de morfometría de células sanguíneas completas de águilas mora clasificadas por sexo; Hembras (N<sub>H</sub>=6) y Macho (N<sub>M</sub>=8).**

Tipo de célula/ sexo	CÉLULA											
	LARGO (µm)						ANCHO (µm)					
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n
Eritrocitos maduros ♀	13,44	0,95	10,10	16,40	7,08	600	7,47	0,59	5,70	9,20	7,96	600
Eritrocitos maduros ♂	14,06	0,94	11,60	16,90	6,65	800	7,44	0,67	4,97	9,60	8,97	800
Eritrocitos inmaduros ♀	12,38	1,28	6,70	15,80	10,3	600	7,78	0,59	5,80	9,40	7,59	600
Eritrocitos inmaduros ♂	13,04	1,12	7,20	19,30	8,58	800	7,50	0,66	4,88	12,90	8,84	800
Trombocitos ♀	8,99	1,73	3,60	13,90	19,2	600	4,78	0,74	3,09	8,70	15,4	600
Trombocitos ♂	9,03	1,70	4,51	14,50	18,8	800	4,59	0,79	2,30	7,50	17,1	800
	DIAMETRO (µm)											
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n						
Heterófilos ♀	10,99	1,19	5,70	20,30	10,79	600						
Heterófilos ♂	10,94	1,00	4,86	18,20	9,10	800						
Eosinófilos ♀	11,75	1,80	6,20	20,20	15,35	140						
Eosinófilos ♂	11,71	1,49	5,90	23,00	12,72	143						
Basófilos ♀	9,70	1,42	6,70	14,30	14,67	40						
Basófilos ♂	9,20	1,36	6,00	12,70	14,79	49						
Linfocitos ♀	10,45	1,72	5,50	17,90	16,47	200						
Linfocitos ♂	9,78	1,94	5,50	16,50	19,84	128						
Monocitos ♀	13,27	1,52	10,10	19,20	11,44	23						
Monocitos ♂	12,77	1,20	9,90	10,30	9,44	46						

N<sub>H</sub> = número de ejemplares hembras de águilas mora; N<sub>M</sub> = número de ejemplares machos de águilas mora; n = corresponde al número de observaciones para cada tipo celular;  $\bar{x}$  = promedio; s = desviación estándar; **min.** = mínimo; **max.** = máximo y **CV** = coeficiente de variación

Eritrocitos y trombocitos de ejemplares machos de águilas mora presentaron células más grandes, sin embargo, en todos los tipos de leucocitos es la hembra quien presentó células de mayor tamaño.

Los ejemplares hembras de águilas mora presentaron mayor variabilidad para casi todos los tipos celulares excepto en basófilos y linfocitos, donde el macho es quien presenta mayor variabilidad en el tamaño de sus células (considerando el largo).

**Tabla 2.2.2 Medidas resumen de morfometría del núcleo de las células sanguíneas de águilas mora, clasificándolos por sexo; Hembras ( $N_H = 6$ ) y Macho ( $N_M = 8$ ).**

Tipo de célula/ sexo	NÚCLEO											
	LARGO ( $\mu\text{m}$ )						ANCHO ( $\mu\text{m}$ )					
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n
Eritrocitos maduros ♀	6,37	0,61	4,26	8,50	9,58	600	2,21	0,32	1,45	3,45	14,49	600
Eritrocitos maduros ♂	6,54	0,64	4,57	9,10	9,78	800	2,23	0,38	1,06	7,00	17,00	800
Eritrocitos inmaduros ♀	6,51	0,83	2,68	8,50	12,75	600	3,61	1,73	1,84	14,60	47,81	600
Eritrocitos inmaduros ♂	7,02	0,76	5,10	10,80	10,77	800	3,33	0,62	1,89	5,50	18,76	800
Trombocitos ♀	5,41	0,75	2,35	7,40	13,86	600	3,71	0,76	1,91	12,00	20,63	600
Trombocitos ♂	5,58	0,81	3,10	8,10	14,44	800	3,53	0,65	1,78	9,80	18,56	800
	DIAMETRO ( $\mu\text{m}$ )											
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n						
Heterófilos ♀	-	-	-	-	-	-						
Heterófilos ♂	-	-	-	-	-	-						
Eosinófilos ♀	-	-	-	-	-	-						
Eosinófilos ♂	-	-	-	-	-	-						
Basófilos ♀	-	-	-	-	-	-						
Basófilos ♂	-	-	-	-	-	-						
Linfocitos ♀	8,24	1,22	3,97	12,90	14,74	200						
Linfocitos ♂	7,99	1,47	3,98	13,40	18,45	128						
Monocitos ♀	9,72	1,32	2,13	18,10	13,56	23						
Monocitos ♂	9,82	1,07	2,99	14,10	10,89	46						

$N_H$  = número de ejemplares hembras de águilas mora;  $N_M$  = número de ejemplares machos de águilas mora;  $n$  = corresponde al número de observaciones para cada tipo celular;  $\bar{x}$  = promedio;  $s$  = desviación estándar; **min.** = mínimo; **max.** = máximo y **CV** = coeficiente de variación.

Los núcleos de eritrocitos, trombocitos y monocitos de mayor tamaño se encontraron en los ejemplares de machos de águilas mora y en términos de variabilidad los eritrocitos inmaduros, trombocitos y monocitos son las hembras de águilas mora las que presentaron mayor variabilidad.

Tabla 2.3.1 Medidas de resumen de morfometría de células sanguíneas completas de águilas mora clasificándolos por edad; Juveniles (N<sub>J</sub> = 1) – Sub-adultos (N<sub>SA</sub> = 2) y adultos (N<sub>A</sub> = 11).

Juveniles	Tipo	CÉLULA												
		LARGO (µm)						ANCHO (µm)						
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	
	Eritrocitos maduros	13,13	1,23	10,10	16,40	9,39	100	7,25	0,62	5,70	8,50	8,53	100	
	Eritrocitos inmaduros	12,44	0,79	9,60	14,00	6,32	100	7,946	0,47	7,00	9,20	5,93	100	
	Trombocitos	9,39	1,37	6,70	13,90	14,54	100	5,13	0,68	3,71	7,00	13,23	100	
Subadultos	Tipo	CÉLULA												
		LARGO (µm)						ANCHO (µm)						
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n		
		Eritrocitos maduros	13,78	0,98	11,40	16,90	7,14	300	7,19	0,73	4,97	8,80	10,19	300
		Eritrocitos inmaduros	12,76	1,18	7,90	16,00	9,21	300	7,48	0,62	6,00	9,00	8,32	300
		Trombocitos	8,33	1,34	4,51	12,80	16,09	300	4,45	0,77	2,30	7,20	17,37	300
	Adultos	Tipo	CÉLULA											
			LARGO (µm)						ANCHO (µm)					
$\bar{X}$		s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n		
		Eritrocitos maduros	13,86	0,94	10,70	16,80	6,80	1.000	7,55	0,58	5,40	9,60	7,66	1.000
		Eritrocitos inmaduros	12,79	1,29	6,70	19,30	10,05	1.000	7,62	0,66	4,88	12,90	8,63	1.000
		Trombocitos	9,18	1,78	3,60	14,50	19,44	1.000	4,70	0,76	2,51	8,70	16,09	1.000
Adultos	Tipo	CÉLULA												
		LARGO (µm)						ANCHO (µm)						
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n		
		Eritrocitos maduros	13,86	0,94	10,70	16,80	6,80	1.000	7,55	0,58	5,40	9,60	7,66	1.000
		Eritrocitos inmaduros	12,79	1,29	6,70	19,30	10,05	1.000	7,62	0,66	4,88	12,90	8,63	1.000
		Trombocitos	9,18	1,78	3,60	14,50	19,44	1.000	4,70	0,76	2,51	8,70	16,09	1.000
	Adultos	Tipo	CÉLULA											
LARGO (µm)						ANCHO (µm)								
$\bar{X}$		s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n		
		Eritrocitos maduros	13,86	0,94	10,70	16,80	6,80	1.000	7,55	0,58	5,40	9,60	7,66	1.000
		Eritrocitos inmaduros	12,79	1,29	6,70	19,30	10,05	1.000	7,62	0,66	4,88	12,90	8,63	1.000
	Trombocitos	9,18	1,78	3,60	14,50	19,44	1.000	4,70	0,76	2,51	8,70	16,09	1.000	
Adultos	Tipo	CÉLULA												
		LARGO (µm)						ANCHO (µm)						
	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n		
		Eritrocitos maduros	13,86	0,94	10,70	16,80	6,80	1.000	7,55	0,58	5,40	9,60	7,66	1.000
		Eritrocitos inmaduros	12,79	1,29	6,70	19,30	10,05	1.000	7,62	0,66	4,88	12,90	8,63	1.000
		Trombocitos	9,18	1,78	3,60	14,50	19,44	1.000	4,70	0,76	2,51	8,70	16,09	1.000
	Heterófilos	11,44	1,02	7,80	18,90	8,94	100							
	Eosinófilos	13,67	2,26	8,40	19,50	16,50	16							
	Basófilos	11,73	1,41	9,40	14,30	12,06	2							
	Linfocitos	12,02	1,34	7,30	17,50	11,11	55							
	Monocitos	13,81	1,38	10,90	18,20	10,01	11							
	Heterófilos	10,95	1,00	6,40	17,20	9,10	300							
	Eosinófilos	12,35	1,92	7,50	19,40	15,59	55							
	Basófilos	9,92	1,21	7,70	13,80	12,15	11							
	Linfocitos	10,52	1,59	5,50	16,00	15,09	72							
	Monocitos	12,61	0,74	9,90	15,00	5,90	12							
	Heterófilos	10,92	1,10	5,70	20,30	10,07	1.000							
	Eosinófilos	11,42	1,36	5,90	20,20	11,89	212							
	Basófilos	9,30	1,38	6,00	14,20	14,81	76							
	Linfocitos	9,57	1,67	5,50	17,90	17,44	201							
	Monocitos	12,81	1,37	10,00	19,30	10,68	46							

$N_J$  = número de ejemplares juveniles de águilas mora;  $N_{SA}$  = número de ejemplares subadultos;  $N_A$  = número de ejemplares adultos de águilas mora;  $n$  = corresponde al número de observaciones para cada tipo celular;  $\bar{x}$  = promedio;  $s$  = desviación estándar; **min.** = mínimo; **max.** = máximo y **CV** = coeficiente de variación.

Los eritrocitos maduros de las aves adultas son las que presentaron mayor tamaño y los eritrocitos inmaduros de las aves adultas presentaron mayor variabilidad con CV de 10.05%.

En el caso de los leucocitos, fue el águila juvenil ( $N_J = 1$ ) donde se encontraron las células más grandes, con la excepción de los heterófilos que fueron más grandes en las aves adultas. En cuanto a la variabilidad en los juveniles fue mayor en los eosinófilos y en aves adultas fue en los heterófilos.

Finalmente, para el caso de los trombocitos, los que presentaron mayor tamaño fueron aquellos observados en aves adultas, con un promedio de 9,18  $\mu\text{m}$  de largo.

En general, y considerando todos los tipos celulares, las células más grandes fueron los eritrocitos en aves adultas y las que presentaron mayor variabilidad fueron los trombocitos de águilas adultas representadas con un porcentaje de variación de 19,44%.

Tabla 2.3.2 Medidas de resumen de morfometría del núcleo de células sanguíneas completas de águilas mora clasificándolos por edad; Juveniles ( $N_J = 1$ ) – Sub-adultos ( $N_{SA} = 2$ ) y adultos ( $N_A = 11$ ).

Juveniles	Tipo	NÚCLEO												
		LARGO ( $\mu\text{m}$ )						ANCHO ( $\mu\text{m}$ )						
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	
	Eritrocitos maduros	5,98	0,74	4,26	8,50	12,45	100	2,29	0,35	1,58	3,38	15,34	100	
	Eritrocitos inmaduros	6,11	0,56	4,30	7,50	9,21	100	3,18	0,57	2,22	5,10	17,95	100	
	Trombocitos	5,73	0,59	4,22	6,80	10,25	100	3,79	0,54	2,78	5,30	14,13	100	
Similares	Tipo	DIÁMETRO ( $\mu\text{m}$ )												
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n							
		Heterófilos	-	-	-	-	-	-						
		Eosinófilos	-	-	-	-	-	-						
		Basófilos	-	-	-	-	-	-						
		Linfocitos	9,05	1,09	5,10	12,90	12,00	55						
		Monocitos	9,70	1,10	3,11	14,50	11,33	11						
Subadultos	Tipo	NÚCLEO												
		LARGO ( $\mu\text{m}$ )						ANCHO ( $\mu\text{m}$ )						
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	
		Eritrocitos maduros	6,30	0,57	4,79	8,20	9,11	300	2,14	0,31	1,06	3,03	14,41	300
		Eritrocitos inmaduros	6,66	0,53	5,30	8,30	7,99	300	3,21	0,55	1,97	5,30	17,03	300
		Trombocitos	5,13	0,68	3,13	7,40	13,31	300	3,64	0,68	3,13	7,40	18,73	300
	Adultos	Tipo	DIÁMETRO ( $\mu\text{m}$ )											
$\bar{X}$			s	Min	Max	CV	n							
		Heterófilos	-	-	-	-	-	-						
		Eosinófilos	-	-	-	-	-	-						
		Basófilos	-	-	-	-	-	-						
		Linfocitos	8,46	1,42	4,73	12,60	16,78	72						
		Monocitos	9,24	0,61	4,12	11,90	6,62	12						
Adultos	Tipo	NÚCLEO												
		LARGO ( $\mu\text{m}$ )						ANCHO ( $\mu\text{m}$ )						
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	
		Eritrocitos maduros	6,57	0,60	4,57	9,10	9,19	1.000	2,24	0,36	4,57	9,10	16,32	1.000
		Eritrocitos inmaduros	6,91	0,88	2,68	10,80	12,75	1.000	3,55	1,40	1,84	14,60	39,54	1.000
		Trombocitos	5,60	0,80	2,35	8,10	14,26	1.000	3,57	0,73	1,78	12,00	20,51	1.000
	Similares	Tipo	DIÁMETRO ( $\mu\text{m}$ )											
$\bar{X}$			s	Min	Max	CV	n							
		Heterófilos	-	-	-	-	-	-						
		Eosinófilos	-	-	-	-	-	-						
		Basófilos	-	-	-	-	-	-						
		Linfocitos	7,78	1,20	3,97	13,4	15,44	201						
		Monocitos	9,95	1,23	2,13	18,1	12,41	46						

$N_J$  = número de ejemplares juveniles de águilas mora;  $N_{SA}$  = número de ejemplares subadultos;  $N_A$  = número de ejemplares adultos de águilas mora;  $n$  = corresponde al número

de observaciones para cada tipo celular;  $\bar{x}$  = promedio;  $s$  = desviación estándar; **min** = mínimo; **max** = máximo y **CV** = coeficiente de variación.

Los núcleos de los eritrocitos y monocitos más grandes se observaron en los ejemplares adultos.

Los núcleos de los trombocitos y linfocitos más grandes se observaron en el ejemplar de águila mora juvenil.

En cuanto a variabilidad los núcleos de los eritrocitos maduros, trombocitos y monocitos fueron más variables en ejemplares adultos.

Los núcleos de los linfocitos de los ejemplares de águilas mora sub adultos son los que presentan mayor variabilidad

**Tabla 2.4.1 Medidas de resumen de morfometría de células sanguíneas completas de águilas mora, según sexo y edad.** Juveniles hembras (N<sub>JH</sub> = 1) /Juveniles machos (N<sub>JM</sub> = 0) – Sub-adultos hembras (N<sub>SAH</sub> = 1) / Sub-adultos machos (N<sub>SAM</sub> = 2) y adultos hembras (N<sub>AH</sub> = 4) / adultos machos (N<sub>AM</sub>= 6).

	Tipo de célula/ sexo	CÉLULA												
		LARGO (µm)						ANCHO (µm)						
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	
J u v e n i l e s	Eritrocitos maduros ♀	13,13	1,23	10,10	16,40	9,39	100	7,25	0,62	5,70	8,50	8,53	100	
	Eritrocitos maduros ♂	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
	Eritrocitos inmaduros ♀	12,44	0,79	9,60	14,00	6,32	100	7,95	0,47	7,00	9,20	5,93	100	
	Eritrocitos inmaduros ♂	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
	Trombocitos ♀	9,39	1,37	6,70	13,90	14,54	100	5,13	0,68	3,71	7,00	13,23	100	
	Trombocitos ♂	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
			DIÁMETRO (µm)											
			$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n						
		Heterófilos ♀	11,44	1,02	7,80	18,90	8,94							
		Heterófilos ♂	-	-	-	-	-							
		Eosinófilos ♀	13,67	2,26	8,40	19,50	16,50							
		Eosinófilos ♂	-	-	-	-	-							
		Basófilos ♀	11,73	1,41	9,40	14,30	12,06							
		Basófilos ♂	-	-	-	-	-							
	Linfocitos ♀	12,02	1,34	7,30	17,50	11,11	55							
	Linfocitos ♂	-	-	-	-	-								
	Monocitos ♀	13,81	1,38	10,90	18,20	10,01	11							
	Monocitos ♂	-	-	-	-	-								
s u b a d u l t o s		CÉLULA												
		LARGO (µm)						ANCHO (µm)						
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	
		Eritrocitos maduros ♀	13,00	0,68	11,40	14,50	5,26	100	7,52	0,63	5,90	8,80	8,45	100
		Eritrocitos maduros ♂	14,17	0,87	12,00	16,90	6,15	200	7,02	0,72	4,97	8,80	10,32	200
		Eritrocitos inmaduros ♀	12,01	1,01	7,90	14,30	8,42	100	7,84	0,54	6,50	8,90	6,93	100
		Eritrocitos inmaduros ♂	13,14	1,07	9,90	16,00	8,13	200	7,31	0,59	6,00	9,00	8,01	200
		Trombocitos ♀	8,75	1,36	5,90	12,80	15,58	100	4,78	0,65	3,31	7,20	13,67	100
		Trombocitos ♂	8,12	1,28	4,51	11,90	15,79	200	4,28	0,78	2,30	6,90	18,11	200
			DIÁMETRO (µm)											
			$\bar{X}$	D	Min	Max	CV	n						
		Heterófilos ♀	10,81	0,84	6,40	15,70	7,79	100						
		Heterófilos ♂	11,02	1,06	4,86	17,20	9,62	200						
		Eosinófilos ♀	11,87	1,55	8,00	17,60	13,09	20						
	Eosinófilos ♂	12,62	2,08	7,50	19,40	16,48	35							
	Basófilos ♀	10,41	1,17	8,40	13,80	11,21	5							
	Basófilos ♂	9,52	1,18	7,80	12,50	12,38	6							
	Linfocitos ♀	9,73	1,56	6,60	16,00	16,09	35							
	Linfocitos ♂	11,28	1,21	7,30	15,20	10,71	37							
	Monocitos ♀	12,13	1,14	10,10	14,10	9,42	3							
	Monocitos ♂	12,77	0,57	9,90	15,00	4,44	9							

a d u l t o s	Tipo de célula/ sexo	CÉLULA											
		LARGO (µm)					ANCHO (µm)						
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n
	Eritrocitos maduros ♀	13,62	0,87	10,70	16,00	6,41	400	7,51	0,57	5,90	9,20	7,54	400
	Eritrocitos maduros ♂	14,02	0,95	11,60	16,80	6,80	600	7,58	0,59	5,40	9,60	7,73	600
	Eritrocitos inmaduros ♀	12,45	1,42	6,70	15,80	11,40	400	7,72	0,62	5,80	9,40	8,02	400
	Eritrocitos inmaduros ♂	13,01	1,14	7,20	19,30	8,73	600	7,56	0,68	4,88	12,90	8,94	600
	Trombocitos ♀	8,95	1,87	3,60	13,20	20,92	400	4,70	0,75	3,09	8,70	15,89	400
	Trombocitos ♂	9,33	1,71	4,95	14,50	18,31	600	4,70	0,76	2,51	7,50	16,23	600
		DIÁMETRO (µm)											
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n						
	Heterófilos ♀	10,92	1,27	5,70	20,30	11,62	400						
	Heterófilos ♂	10,91	0,97	5,70	18,20	8,91	600						
	Eosinófilos ♀	11,43	1,59	6,20	20,20	13,90	104						
	Eosinófilos ♂	11,41	1,10	5,90	19,40	9,63	108						
	Basófilos ♀	9,47	1,36	6,70	14,20	14,35	33						
	Basófilos ♂	9,16	1,39	6,00	13,30	15,19	43						
	Linfocitos ♀	9,89	1,43	5,50	17,90	14,41	110						
	Linfocitos ♂	9,18	1,86	5,80	16,50	20,23	91						
	Monocitos ♀	12,98	1,62	10,10	19,20	12,51	9						
	Monocitos ♂	12,77	1,32	10,00	19,30	10,34	37						

$N_{JH}$  = número de hembras de ejemplares juveniles de águilas mora;  $N_{JM}$  = número de machos; de ejemplares juveniles de águilas mora;  $N_{SAH}$  = número de hembras de ejemplares subadultos;  $N_{SAM}$  = número de machos de ejemplares subadultos de águilas mora;  $N_{AH}$  = número de hembras de ejemplares adultos;  $N_{AM}$  = número de machos de ejemplares adultos de águilas mora;  $n$  = corresponde al número de observaciones para cada tipo celular;  $\bar{x}$  = promedio;  $s$  = desviación estándar; **min.** = mínimo; **max.** = máximo y **CV** = coeficiente de variación.

Los eritrocitos de los sub-adultos machos son un poco más grandes que los de las hembras tanto en individuos subadultos como adultos, pero para todos los leucocitos la hembra juvenil tiene células de mayor tamaño y en términos de variabilidad según sexo y edad no se presentó patrón común los cuales se exponen a continuación en un resumen de esta tabla (tabla 2.4.1a), que consideró el mayor y menor promedio de los largos y diámetros de las células y la mayor y menor variabilidad de las mismas.

**Tabla 2.4.1a Resumen de resultados de medidas morfométricas de tamaño y variabilidad, según sexo y edad. Se consideraron el mayor y menor promedio de los largos y diámetros de las células y la mayor y menor variabilidad de las mismas.**

<b>Tipo celular</b>	<b>Mayor tamaño</b>	<b>Mayor % de variabilidad</b>
<b>Eritrocitos maduros</b>	Machos sub-adultos	Hembra juvenil
<b>Eritrocitos inmaduros</b>	Machos sub-adultos	Hembras adultas
<b>Trombocitos</b>	Hembra juvenil	Hembras adultas
<b>Heterófilos</b>	Hembra juvenil	Hembras adultas
<b>Eosinófilos</b>	Hembra juvenil	Machos sub-adultos
<b>Basófilos</b>	Hembra juvenil	Machos adultos
<b>Linfocitos</b>	Hembra juvenil	Machos adultos
<b>Monocitos</b>	Hembra juvenil	Machos adultos
<b>Tipo celular</b>	<b>Menor tamaño</b>	<b>Menor % de variabilidad</b>
<b>Eritrocitos maduros</b>	Hembras sub-adultas	Hembras sub-adultas
<b>Eritrocitos inmaduros</b>	Hembras sub-adultas	Hembra juvenil
<b>Trombocitos</b>	Machos sub-adultos	Hembra juvenil
<b>Heterófilos</b>	Hembras sub-adultas	Hembras sub-adultas
<b>Eosinófilos</b>	Machos adultos	Machos adultos
<b>Basófilos</b>	Machos adultos	Hembras sub-adultas
<b>Linfocitos</b>	Machos adultos	Machos sub-adultos
<b>Monocitos</b>	Hembras sub-adultas	Machos sub-adultos

**Tabla 2.4.2 Medidas de resumen de morfometría del núcleo de células sanguíneas de águilas mora, según sexo y edad.** Juveniles hembras (N<sub>JH</sub> = 1) - Juveniles machos (N<sub>JM</sub> = 0) /Sub-adultos hembras (N<sub>SAH</sub> = 1) - Sub-adultos machos (N<sub>SAM</sub> = 2) y adultos hembras (N<sub>AH</sub> = 4) - adultos machos (N<sub>AM</sub> = 6).

Juveniles	Tipo de célula/ sexo	NÚCLEO													
		LARGO (µm)						ANCHO (µm)							
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n		
	Eritrocitos maduros ♀	5,98	0,74	4,26	8,50	12,45	100	2,29	0,35	1,58	3,38	15,34	100		
	Eritrocitos maduros ♂	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
	Eritrocitos inmaduros ♀	6,11	0,56	4,30	7,50	9,21	100	3,18	0,57	2,22	5,10	17,95	100		
	Eritrocitos inmaduros ♂	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
	Trombocitos ♀	5,73	0,59	4,22	6,80	10,25	100	3,79	0,54	2,78	5,30	14,13	100		
	Trombocitos ♂	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
Subadultos	Tipo de célula/ sexo	DIÁMETRO(µm)													
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n								
		Heterófilos ♀	-	-	-	-	-	-							
		Heterófilos ♂	-	-	-	-	-	-							
		Eosinófilos ♀	-	-	-	-	-	-							
		Eosinófilos ♂	-	-	-	-	-	-							
		Basófilos ♀	-	-	-	-	-	-							
		Basófilos ♂	-	-	-	-	-	-							
		Linfocitos ♀	9,05	1,09	5,10	12,90	12,00	55							
		Linfocitos ♂	-	-	-	-	-	-							
		Monocitos ♀	9,70	1,10	3,11	14,50	11,33	11							
		Monocitos ♂	-	-	-	-	-	-							
	Adultos	Tipo de célula/ sexo	NÚCLEO												
			LARGO (µm)						ANCHO (µm)						
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n		
		Eritrocitos maduros ♀	6,26	0,54	4,79	7,70	8,59	100	2,29	0,25	1,62	2,89	10,96	100	
		Eritrocitos maduros ♂	6,31	0,59	4,79	8,20	9,36	200	2,07	0,31	1,06	3,03	14,98	200	
		Eritrocitos inmaduros ♀	6,67	0,55	5,30	8,30	8,21	100	3,40	0,54	2,48	5,30	15,83	100	
		Eritrocitos inmaduros ♂	6,66	0,53	5,50	8,10	7,90	200	3,11	0,52	1,97	4,90	16,87	200	
		Trombocitos ♀	5,29	0,65	3,72	7,40	12,30	100	3,97	0,55	2,84	5,90	13,78	100	
		Trombocitos ♂	5,05	0,69	3,13	6,80	13,57	200	3,48	0,66	2,09	6,20	19,07	200	
Adultos		Tipo de célula/ sexo	DIÁMETRO (µm)												
			$\bar{X}$	D	Min	Max	CV	n							
			Heterófilos ♀	-	-	-	-	-	-						
			Heterófilos ♂	-	-	-	-	-	-						
			Eosinófilos ♀	-	-	-	-	-	-						
			Eosinófilos ♂	-	-	-	-	-	-						
		Basófilos ♀	-	-	-	-	-	-							
		Basófilos ♂	-	-	-	-	-	-							
		Linfocitos ♀	7,97	1,28	4,86	10,80	16,02	35							
		Linfocitos ♂	8,92	1,41	4,73	12,30	15,78	37							
	Monocitos ♀	9,22	1,02	5,90	11,80	11,05	3								
	Monocitos ♂	9,24	0,50	4,12	11,90	5,46	9								

a d u l t o s	Tipo de célula/ sexo	NÚCLEO											
		LARGO (µm)						ANCHO (µm)					
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n	$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n
	Eritrocitos maduros ♀	6,50	0,54	4,90	7,90	8,35	400	2,17	0,32	1,45	3,45	14,75	400
	Eritrocitos maduros ♂	6,62	0,64	4,57	9,10	9,63	600	2,28	0,39	1,35	7,00	16,89	600
	Eritrocitos inmaduros ♀	6,57	0,91	2,68	8,50	13,87	400	3,77	2,06	1,84	14,60	54,61	400
	Eritrocitos inmaduros ♂	7,14	0,78	5,10	10,80	10,96	600	3,40	0,64	1,89	5,50	18,75	600
	Trombocitos ♀	5,36	0,79	2,35	6,90	14,70	400	3,62	0,84	1,91	12,00	23,20	400
	Trombocitos ♂	5,76	0,76	3,10	8,10	13,26	600	3,54	0,65	1,78	9,80	18,38	600
		DIÁMETRO (µm)											
		$\bar{X}$	s	Min	Max	CV	n						
	Heterófilos ♀	-	-	-	-	-	-						
	Heterófilos ♂	-	-	-	-	-	-						
	Eosinófilos ♀	-	-	-	-	-	-						
	Eosinófilos ♂	-	-	-	-	-	-						
	Basófilos ♀	-	-	-	-	-	-						
	Basófilos ♂	-	-	-	-	-	-						
	Linfocitos ♀	7,92	1,07	3,97	12,90	13,50	110						
	Linfocitos ♂	7,61	1,33	3,98	13,40	17,47	91						
	Monocitos ♀	9,91	1,69	2,13	18,10	17,10	9						
	Monocitos ♂	9,96	1,13	2,99	14,10	11,30	37						

$N_{JH}$  = número de hembras de ejemplares juveniles de águilas mora;  $N_{JM}$  = número de machos; de ejemplares juveniles de águilas mora;  $N_{SAH}$  = número de hembras de ejemplares subadultos;  $N_{SAM}$  = número de machos de ejemplares subadultos de águilas mora;  $N_{AH}$  = número de hembras de ejemplares adultos;  $N_{AM}$  = número de machos de ejemplares adultos de águilas mora;  $n$  = corresponde al número de observaciones para cada tipo celular;  $\bar{x}$  = promedio;  $s$  = desviación estándar; **min.** = mínimo; **max.** = máximo y **CV** = coeficiente de variación.

La tabla 2.4.2b muestra un resumen del análisis que se desprende de la tabla anterior, la cual consideró el mayor y menor promedio de los largos y diámetros de los núcleos de cada tipo celular, lo mismo para términos de variabilidad.

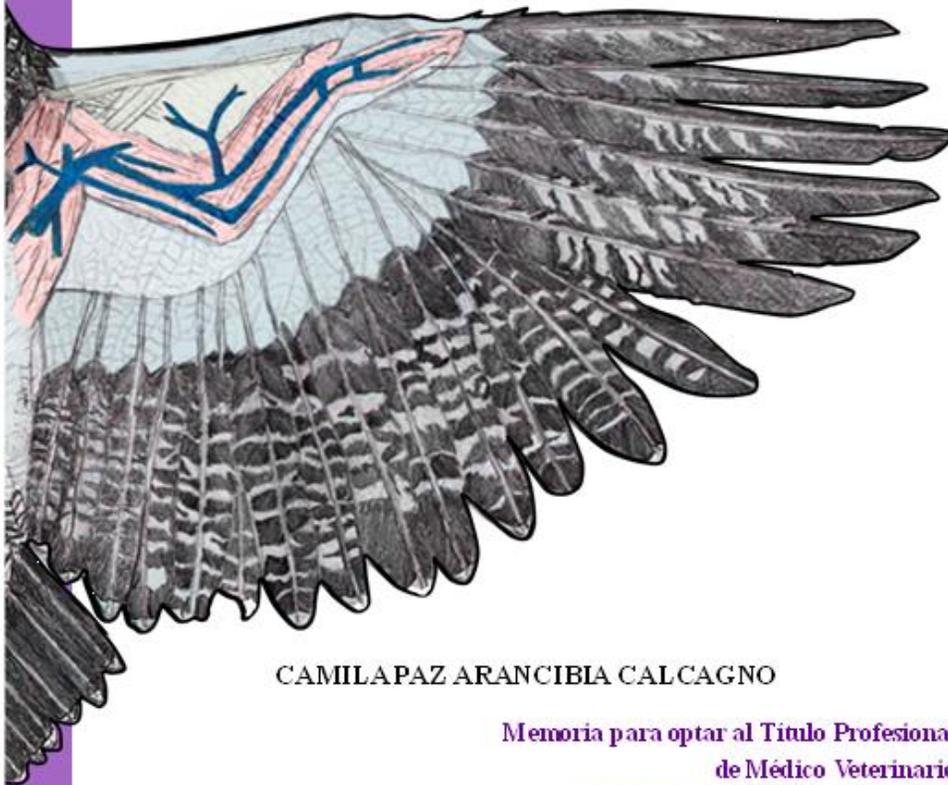
**Tabla 2.4.2b Resumen de resultados de medidas morfométricas del núcleo de las células sanguíneas de águilas mora que fueron agrupadas por sexo y edad.**

<b>Tipo celular</b>	<b>Mayor tamaño</b>	<b>Mayor % de variabilidad</b>
<b>Eritrocitos maduros</b>	Machos adultos	Hembra juvenil
<b>Eritrocitos inmaduros</b>	Machos adultos	Hembras adultas
<b>Trombocitos</b>	Machos adultos	Hembras adultas
<b>Linfocitos</b>	Hembra juvenil	Machos adultos
<b>Monocitos</b>	Machos adultos	Hembras adultas
<b>Tipo celular</b>	<b>Menor tamaño</b>	<b>Menor % de variabilidad</b>
<b>Eritrocitos maduros</b>	Hembra juvenil	Hembras adultas
<b>Eritrocitos inmaduros</b>	Hembra juvenil	Macho sub-adulto
<b>Trombocitos</b>	Macho sub-adulto	Hembra juvenil
<b>Linfocitos</b>	Machos adultos	Hembra juvenil
<b>Monocitos</b>	Hembras sub-adultas	Machos adultos

**Objetivo específico 5.** Diseñar una guía visual de células sanguíneas de águilas mora (*Geranoaetus melanoleucus*).

La guía visual que fue diseñada puede encontrarse en el primer anexo de esta memoria de título.

REGISTRO VISUAL SOBRE MORFOLOGÍA DE  
CÉLULAS SANGUÍNEAS DE  
ÁGUILAS (*GERANOAETUS MELANOLEUCUS*)  
EN PROCESO DE REHABILITACIÓN



CAMILAPAZ ARANCIBIA CALCAGNO

Memoria para optar al Título Profesional  
de Médico Veterinario  
Departamento de Patología Animal

PROFESOR GUÍA: SERGIO ALFREDO ALVARADO ORELLANA

Facultad de Medicina, Universidad de Chile

Año 2022

## DISCUSIÓN

Luego de evaluar los 56 frotis sanguíneos de las 14 águilas mora es necesario discutir los siguientes puntos:

El presente estudio no realizó una interpretación de cada frotis sanguíneo en relación al estado clínico de las aves muestreadas, debido a que no era parte de los objetivos de esta memoria y, por otro lado, esto no se planteó como objetivo debido a que, para poder realizar un correcto estudio de frotis, es necesario conocer los aspectos morfocelulares particulares de cada especie animal, información que aun no existe para el águila mora (*geranoaetus melanoleucus*).

En todos los frotis analizados se observó una ligera diferencia entre los que pasaron por EDTA antes de ser teñidos, en comparación con los extendidos de forma directa. Los frotis frescos presentaron aglomeración de trombocitos, algo que no se observó con la misma frecuencia e intensidad en los frotis con EDTA, algo que también fue reportado por Claver (2005) para trombocitos en otras especies aviares, aunque sin explicaciones del porqué. Esto en mamíferos ocurre de forma diferente, hay bibliografía que indica un fenómeno llamado pseudotrombocitopenia inducida por EDTA en el cual se produce aglutinación de plaquetas mediado por anticuerpos antiplaquetarios de tipo IgG, IgA o IgM dirigidos contra el complejo glucoproteínico Iib/IIIa de la membrana plaquetaria (Reibán *et al.*, 2020). Se sugiere que este fenómeno no ocurre en aves porque la membrana de los trombocitos sería diferente a la membrana de las plaquetas, no presentando el complejo glucoproteínico Iib/IIIa.

También se encontraron ligeras diferencias en el grado de tinción de todas las células presentes en los frotis frescos comparado con los frotis de sangre recolectada en tubos con EDTA. Los frotis frescos presentan colores más basofílicos (azules), y los con EDTA se observaron tonos más basofílicos-eosinofílicos (morados). No se encontró reporte sobre esto, pero la autora sugiere que como el EDTA presenta un pH de 7,7 (Segura *et al.*, 1997) esto provoca también un cambio en el pH de las células, aumentando su pH y por lo tanto aumentando la afinidad hacia la tinción eosinófila.

Los eritrocitos de las 14 águilas mora estudiadas fueron elípticos tanto la célula en sí como su núcleo, el cual se ubica en el centro tiñéndose basófilo intenso, el tamaño promedio de los eritrocitos maduros es de 13,79  $\mu\text{m}$  por 7,45  $\mu\text{m}$ , estas mismas características fueron descritas

para otras especies de aves rapaces según Campbell (2015), Clark *et al.*, (2009), y Mitchell, (2008). Sin embargo, hay diferencias con respecto a la tinción descrita por los mismos autores, quienes describen que el citoplasma debería tener afinidad eosinofílica, tiñéndose de color rosa a rojo anaranjado debido a la gran cantidad de hemoglobina presente en la célula, lo cual no fue observado en el estudio. Los citoplasmas analizados de las águilas muestreadas prácticamente fueron incoloros y los núcleos no se tiñeron de forma homogénea porque la cromatina no quedó bien teñida, estas alteraciones en la tinción se pueden atribuir al tiempo de espera entre la extensión del frotis y la tinción del mismo, ya que, según indica Samour (2010) *“los frotis deben teñirse como máximo a las 72 horas post extendida la muestra”*, cosa que en nuestro estudio no fue posible debido a contingencia sanitaria (se tiñeron 14 días después), Samour (comunicación personal, 3 de junio, 2022) recomienda *“verificar el pH del agua utilizada, ya que si bien es correcto el uso de agua corriente para lavar frotis con Diff Quick, el pH de ésta puede cambiar según la localidad de la comuna/región/país que es procesada la muestra, un pH adecuado va desde 6,5 a 6,8”*, situación que no fue controlada en este estudio y por lo tanto también pudo haber influido en la tinción.

Con respecto a la morfología de los leucocitos de tipo polimorfonucleares, los heterófilos, basófilos y eosinófilos fueron células redondas, que difirieron entre ellas en tamaño, forma y tinción de sus gránulos. Los heterófilos tienen un tamaño aproximado de 10,96  $\mu\text{m}$  de diámetro con alta densidad de gránulos fusiformes en su citoplasma, los cuales presentaron afinidad eosinofílica; los eosinófilos midieron aproximadamente 11,73  $\mu\text{m}$ , sus gránulos fueron redondos y también se encontraron en alta densidad dentro del citoplasma, éstos se tiñeron fuertemente eosinofílicamente, además la tinción fue brillante (rosa brillante); y en el caso de los basófilos éstos midieron 9,43  $\mu\text{m}$ , siendo el granulocito más pequeño, sus gránulos que se tiñeron intensamente basófilos, aunque en algunos casos éstos no se tiñeron, observándose vacuolas, lo que se correlaciona con lo reportado por Clark *et al.*, (2009), quien menciona que esto puede ocurrir cuando se utiliza la tinción de Diff Quik.

En algunos casos se encontraron varios heterófilos que presentaban gránulos sin una forma definida, también núcleos y citoplasmas de eosinófilos y heterófilos que protruyen hacia fuera de la célula tiñéndose levemente basófilos (celeste o azul claro) característica que no han sido descritas por otros autores. Todos estos efectos en los gránulos de este tipo de

leucocitos podrían deberse a la tinción utilizada, ya que, la tinción de Diff Quick a pesar de ser una de las tinciones que más se utilizan en hematología, no tiene como propósito ser utilizada en esta área. El principio de esta tinción se basa en colorantes concentrados con un alto contenido de alcohol, permitiendo penetrar en las membranas en segundos para teñir las células y las estructuras subcelulares. Esta reacción rápida, con frecuencia causa daños en la membrana y pérdida más o menos severa de estructuras subcelulares, por lo que este tipo de tinción no fija bien las estructuras intracitoplasmáticas de los granulocitos (Samour, comunicación personal, 3 de agosto, 2022), pudiendo explicar la protrusión del citoplasma y las anomalías morfológicas de la forma de los gránulos de los heterófilos.

En los resultados se pudo observar que, dentro de los eritrocitos, los eritrocitos inmaduros son los que presentan mayor variabilidad, siendo el coeficiente de variación para los eritrocitos maduros de 7,19% y 9,69% para los inmaduros, esto pudiera deberse a que en el estudio no se realizó una subclasificación de los estadios de madurez del eritrocito, por lo que, el análisis estadístico abarca tanto a los rubricitos como a los policromatófilos que poseen formas y tamaños diferentes. Lo mismo ocurre para los linfocitos que presentan alta variabilidad, ya que los hay pequeños, medianos y grandes, subclasificación que no se consideró a la hora de realizar los promedios y mismo caso ocurre con los trombocitos, que es el tipo celular que mayor variabilidad presentó, y en este tipo de célula se observaron trombocitos elípticos y redondos (subclasificación que tampoco fue considerada).

Los promedios de los tamaños de los eritrocitos fueron mayores en aves adultas (13,13  $\mu\text{m}$  v/s 13,83  $\mu\text{m}$ ) resultado que difiere sobre lo que reportan autores como Kostelecka-Myrcha y Jaroszewicz (1993) y Haefele *et al.*, (2005) quienes describieron que mientras más edad tenga el ave, su cromatina se muestra con mayor grado de condensación generando que el eritrocito de aves adultas sea más grande que aves juveniles. Se cree que estas diferencias se deben a que los estudios que afirman que las células se hacen más pequeñas con la edad, se realizan en animales sanos, diferencia clave con el presente estudio en donde todas las aves muestreadas estaban enfermas, por lo que hay una respuesta del organismo que genera un cambio de tamaño en estas células (Mitchell 2008), por lo tanto, no se puede realizar dicha comparación.

Lo que respecta al tamaño de cada tipo de célula, se observó que, en machos los eritrocitos y trombocitos fueron de mayor tamaño, pero en los leucocitos las hembras presentaron células un poco más grandes, dichos resultados están basados en la diferencia de tamaños según promedio, no en diferencias significativas, debido a que el objetivo de la memoria no era buscar diferencias entre los tamaños de las células, simplemente describir, por tal motivo no se justifica realizar pruebas de significación estadística, por lo tanto estos resultados no se pueden contrarrestar con la literatura.

Otro aspecto importante a discutir, es que los resultados obtenidos pueden presentar un error en la identificación de cada tipo celular, lo que afectaría directamente los resultados tanto cualitativos como cuantitativos (error que es difícil de cuantificar, debido a que es “subjetivo” al ser observador /dependiente), esto es así, ya que, existen algunas células que presentan características morfológicas similares, situación bastante común según lo que indica Meseguer (2002) (citado por Claver, 2005), como es el caso de los linfocitos pequeños con los trombocitos redondos, situación o entre células muy inmaduras. Con el objeto de reducir el factor observador/ dependiente, se le solicitó ayuda a distintos especialistas para que identificaran las células calificadas como dudosas, sin embargo, entre ellos mismos hubo diferencias de identificación para una misma célula, lo que también pudo estar influenciado por errores de tipo preanalítico como la tinción utilizada o el tiempo transcurrido entre la extensión y de la tinción, o si eran frotis directos o con EDTA (limitaciones preanalíticas que se discutieron en los párrafos anteriores) por lo tanto, todos los resultados obtenidos y discutidos deben considerar estos aspectos.

## CONCLUSIONES

- 1.- La tinción Diff Quick no es la más adecuada para realizar un estudio descriptivo de células sanguíneas. Los frotis frescos son los mejores para obtener una buena morfología y tinción celular.
- 2.- Los leucocitos de tipo polimorfonucleares, los heterófilos, basófilos y eosinófilos presentaron morfología redonda, que se diferenciaron entre ellas en tamaño y forma de sus gránulos.
- 3.- Los eritrocitos presentan forma elíptica tanto la célula en sí, como su núcleo.
- 4.- Los eritrocitos inmaduros presentan mayor variabilidad (CV= 9,69%), en relación a los eritrocitos maduros (CV= 7,19%).
- 5.- Los promedios de los tamaños de los eritrocitos fueron mayores en aves adultas que en aves juveniles.
- 6.- En machos los eritrocitos y trombocitos fueron de mayor tamaño que las hembras, para los leucocitos las hembras presentaron células un poco más grande que los machos.
- 7.- Los resultados de la presente memoria corresponden a las 14 águilas (enfermas) que se encontraban en ese momento en el CRAR. Dado este pequeño tamaño de muestra, dichos resultados no pueden ser utilizados para asegurar que serán los mismos para el resto de las águilas mora que llegan a los centros de rehabilitación y menos con aves que se encuentran en condiciones silvestres.
- 8.- Los resultados obtenidos pueden ser utilizados como base para futuras investigaciones.

## BIBLIOGRAFÍA

- **ALVARADO, S.; FIGUEROA, R.; VALLADARES, P.; CARRASCO, P.; MORENO, R.** 2015. Aves rapaces de la Región Metropolitana de Santiago, Chile. Seremi del Medio Ambiente, Región Metropolitana de Santiago, Universidad Santo Tomás y Universidad de Chile. Santiago, Chile. 20 p
- **ALVARADO,** 2018. Accipitriformes, águilas, aguiluchos y gavilanes **In:** Atlas de las aves nidificantes de Chile. Red de Observadores de Aves y Vida Silvestre de Chile. Santiago. Chile. pp 225-343
- **BLACK, P.; MCRUER, A.; HORNE, L.** 2011. hematologic parameters in raptor species in a rehabilitation setting before release. Journal of avian medicine and surgery 25:192–198
- **CAMPBELL, T.; SMITH, S.; ZIMMERMAN, K.** 2010. Hematology of waterfowl and Raptors **In:** Weiss D y Wardrop J. Schalm´s Veterinary Hematology. 6ª ed. Wiley-Blackwell. Singapur, Asia. pp 977-986
- **CAMPBELL, T.** 2013. Hematology. [en línea] <[https://www.academia.edu/10383587/Avian\\_hematology\\_pdf\\_1](https://www.academia.edu/10383587/Avian_hematology_pdf_1)> [consulta: 12- 01- 23]
- **CAMPBELL, T.** 2015a. Evaluation of the blood film. Elsevier Inc. Vet Clin Exot Anim.18(1): 117-135
- **CAMPBELL, T.** 2015b. Peripheral blood of birds **In:** Exotic animal hematologic and citology. 4ª ed. Wiley-Blackwell. Iowa, Estados Unidos. pp 37-66
- **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”. Tesis de grado previa a la obtención de título Médico Veterinario Zootecnista. Loja, Ecuador. Universidad Nacional de Loja. pp. 11-45
- **CLARK, P.; BOARDMAN, W.; RAIDAL, S.** 2009. Atlas of clinical avian hematology. Wiley-Blackwell. Singapur, Asia. pp. 1-46
- **CLAVER, J.** 2005. El trombocito aviar. In Vet. Buenos Aires, Argentina. pp 140-144.

- **COPETE-SIERRA.** 2013. Aspectos generales de la evaluación hematológica en Fauna Silvestre y No Convencional. In: Mem. Conferencia Internacional de Medicina. Aprovech. Fauna Silvestre y Exóticos no Convencionales. 9 de enero 2013. pp. 17-39
- **FERGURSON, J.; CHRISTIE, D.** 2001. Raptors of the World. Christopher Helm, Londres, Inglaterra. pp. 35-38
- **GLOBAL RAPTOR INFORMATION NETWORK,** 2022. Species account: Black-chested Buzzard-eagle *Geranoaetus melanoleucus*. [en línea] <<http://www.globalraptor.org/>> [consulta: 21- 12- 2022]
- **HAEFELE, H.; SIDOR, I.; EVERS, D.; HOYT, D.; POKRAS, M.** 2005 Hematologic and physiologic reference ranges for freeranging adult and young common loons (*Gavia immer*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine 36. pp. 385–390.
- **HEATLEY J.; RUSSELL K.** 2020. Exotic Animal Laboratory Diagnosis. Wiley-Blackwell, Hoboken, NJ, USA. pp 1-15.
- **IRIARTE, A.; RIVAS-FUENZALIDA, T.; JAKSIC, F.** 2019. Las aves rapaces de Chile, Ocho Libros, Santiago. Chile. 110 p
- **JONES, M.** 2015. Avian Hematology. Elsevier Inc. Vet Clin Exot Anim. 18(1):51– 61
- **KOSTELECKA-MYRCHA, A.; JAROSZEWICZ, M.** 1993. The changes in the values of red blood indices during the nestling development of the house martin *Delichon urbica*. Acta Ornithologica. 28:39–46.
- **MACEDA-VEIGA, A.; FIGUEROLA, J.; MARTÍNEZ-SILVESTRE, A.; VISCOR, G.; FERRARI, N.; PACHECO, M.** 2015. Application of Hematology in wildlife monitoring and ecosystem health assessment. Elsevier Inc. Vet Clin Exot Anim. 514:322-332
- **MAISTO, F.** 2014. Centro de rehabilitación de aves rapaces. Proyecto de memoria previa a la obtención de título de Arquitectura. Santiago, Chile. Universidad de Chile. pp 17-49
- **MARTÍNEZ, D.; GONZÁLEZ, G.** 2017. Guía de campo y breve historia natural Aves de Chile. Ediciones del Naturalista. Santiago de Chile. pp 209-444

- **MESEGUER, J.; ESTEBAN, M.; RODRÍGUEZ, A.** 2002. Are thrombocytes and platelets true phagocytes? *Microsc. Res. & Technique* **In: Claver, J.** 2005. El trombocito aviar. *Invet.* Buenos Aires, Argentina. pp 140-144.
- **MITCHELL, E.; JOHNS, J.** 2008. *Avian Hematology and Related Disorders.* Elsevier Inc. *Vet Clin Exot Anim.* 11(3):501-522
- **MONTALBA,** 2023. Centro de Rehabilitación del Zoológico Nacional recibió a más de mil animales en un año. *EP El Periodista.* Santiago, Chile, 13 enero.
- **PARQUEMET.** 2019. Cuenta pública Parquemet, Gestión 2019. Ministerio de Vivienda y Urbanismo. Santiago. Chile. 8 p
- **REIBÁN, E. A.; SANMARTIN, Y.; REIBÁN, E. A.** 2020. Trombocitopenia por agregados plaquetarios: reporte de caso. *Revista de la Facultad de Ciencias Médicas, Universidad de Cuenca, Ecuador.* pp 1-9
- **SAG,** 2015. Legislación, la Ley de Caza y su reglamento. Ministerio de Agricultura, Servicio Agrícola y Ganadero, Santiago de Chile. pp 1-112
- **SAMOUR, J.** 2010. Exploración clínica **In: Medicina Aviaria.** 2ª ed. Elsevier Inc. *Vet Clin Exot Anim.* Barcelona, España. pp. 22-25
- **SAMOUR, J.** 2023. Diagnostic Value of Hematology [en línea] cap. 22. **In: Avian Medicine** <[http://avianmedicine.net/publication\\_cat/clinical-avian-medicine/](http://avianmedicine.net/publication_cat/clinical-avian-medicine/)> [consulta: 13- 04- 2023]
- **SEGURA, E.; JIMÉNEZ, R.; LLAMAS, C.; JIMÉNEZ, P.** 1997. El ácido etilen diamino tetraacético (EDTA) y su uso en endodoncia. Departamento de Estomatología Facultad de Odontología. Sevilla. España. 15(2): 90-97
- **SCOTT, D.** 2016. *Raptor medicine, surgery and rehabilitation,* 2ª ed. CABI. Londres. Inglaterra. pp. 22-258
- **ULRIKSEN, M.** 2015. Conducta reproductiva de una pareja de águilas chilenas (*Geranoaetus melanoleucus*) en la cordillera central de Santiago. Tesis de grado previa a la obtención de título de Médico Veterinario. Santiago, Chile. Universidad de Chile. pp. 2-5

- **WERNERY, R.; WERNERY, U.; KINNE, J.; SAMOUR, J.** 2004. Color atlas of falcon medicine. Schlütersche. Helvesiek, Alemania. pp. 12-21

## ANEXO 1. GUÍA VISUAL

### REGISTRO VISUAL SOBRE MORFOLOGÍA DE CÉLULAS SANGUÍNEAS DE ÁGUILAS (*GERANOAEETUS MELANOLEUCUS*) EN PROCESO DE REHABILITACIÓN



CAMILA PAZ ARANCIBIA CALCAGNO

Memoria para optar al Título Profesional  
de Médico Veterinario  
Departamento de Patología Animal

PROFESOR GUÍA: SERGIO ALFREDO ALVARADO ORELLANA

Facultad de Medicina, Universidad de Chile

Año 2022

# Índice

Respecto a la guía visual.....	03
Condición clínica águilas muestreadas .....	04
Tipos celulares .....	12
1. Eritrocitos .....	12
2. Leucocitos .....	18
• Heterófilos .....	18
• Eosinófilos .....	19
• Basófilos .....	20
• Linfocito .....	21
• Monocitos .....	22
Trombocitos .....	28
Bibliografía .....	32
Créditos.....	33

## **Índice fotográfico**

1. Eritrocitos .....	13
- Eritrocitos Atípicos .....	15
2. Leucocitos .....	23
3. Trombocitos.....	29

---

## RESPECTO A LA GUÍA VISUAL

---

La siguiente sección corresponde al producto final de la memoria de título denominada “Descripción y registro visual de morfología de células sanguíneas de águilas en proceso de rehabilitación”. La cual consta de dos partes, la primera resume el estado clínico de todas las águilas que se muestrearon, muestreo realizado en el Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces de Talagante (CRAR) dependiente de AvesChile (UNORCH). Estudio autorizado por el CICUA de la Universidad de Chile\*\* y la segunda parte de esta guía es una selección de algunas de las fotografías obtenidas de cada frotis de estas mismas águilas, iniciando esta sección con una representación gráfica para cada tipo celular, para luego continuar con la selección fotográfica antes mencionada. Bajo cada fotografía se encuentra una breve descripción de ellas con la correspondiente identificación según el ave al que pertenece dicha imagen.

Las fotografías que aquí aparecen, presentan algunas alteraciones en la tinción debido a algunos inconvenientes que se tuvieron al momento de realizar el procesamiento de las muestras, los cuales están bien descritos en la memoria de título, documento que puede ser descargado de manera gratuita desde el Repositorio Académico de la Universidad de Chile (<https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/100008>)

---

\*\*CICUA= Comité Institucional de Cuidado y Uso de Animales; quien certifica que todos los procedimientos llevados a cabo con las águilas fueron bajo normas de bioética procurando el bienestar de todas las aves muestreadas.



**CONDICIÓN CLINICA ÁGUILAS  
MUESTREADAS**

*Andres Fuentes*  
ANDRES FUENTES PHOTOGRAPHY

## GLOSARIO Y NOTACIONES

**Nº**= número

**Id**= identificación\*

**FC**= frecuencia cardiaca

**Tº**= temperatura

**CC**= condición corporal (1 a 5)

**Obs**= observaciones

\* El código de identificación es un código interno designado para cada ave que sigue el siguiente formato:

**(n) + grupo etario (J/sA/A) + sexo (H/M)**

**(n)**: refiérase al número de individuo del cual se obtuvo la muestra.

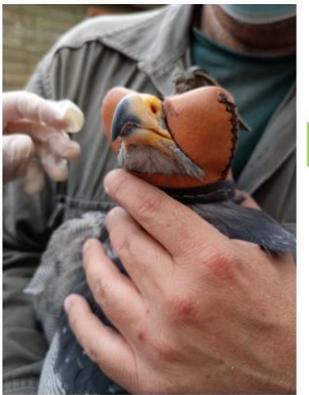
Grupo etario: siendo **J** si es un ejemplar juvenil, **sA** si es sub-adulto o **A** si es un ejemplar adulto.

Sexo: la **H** corresponden a las hembras y la **M** a los machos, el sexo fue determinado por el tamaño del ave (dimorfismo inverso).



IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p> <b>Nº de anillo:</b> CRAR082  <b>Código de id.:</b> 13+sA+M  <b>Sexo:</b> Macho  <b>Edad:</b> 3-4 años         </p> <p style="background-color: #0056b3; color: white; text-align: center; padding: 2px;"><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p> <b>Longitud de:</b>            - Ala: 49.1 cm            - Tarso: 9.4 cm            - Pico/incluye cera: 4.3 cm            - Pico/sin cera: 2.8 cm            - Cola: 21.2 cm         </p>	<p> <b>Peso:</b> 1.95 kilos  <b>FC:</b> 342 l.p.m  <b>Tº:</b> 41.5 °C  <b>CC:</b> 3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, en realidad está casi llegando a 3)         </p> <p> <b>Obs:</b> - Sobrecrecimiento de pico            - Primera primaria borde de fuga con pérdida integridad, segunda y tercera pluma fracturada         </p> <p> <b>Otros:</b> * Encargados del centro de rehabilitación realizan limado y recorte de pico         </p>

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p> <b>Nº de anillo:</b> CRAR083  <b>Código de id.:</b> 14+A+H  <b>Sexo:</b> hembra  <b>Edad:</b> -         </p> <p style="background-color: #f4a460; color: white; text-align: center; padding: 2px;"><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p> <b>Longitud de:</b>            - Ala: 55,1 cm            - Tarso: 10,4 cm            - Pico/incluye cera: 5 cm            - Pico/sin cera: 3,5 cm            - Cola: 24,1 cm         </p>	<p> <b>Peso:</b> 2.9 kilos  <b>FC:</b> 300 l.p.m  <b>Tº:</b> 40.5 °C  <b>CC:</b> 3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, en realidad está casi llegando a 3)         </p> <p> <b>Obs:</b> - Sobrecrecimiento de pico y cera se deforma quedando protuberante            - Primarias en mudas, 4 y 6 secundarias presentan falta de integridad en zona distal de la pluma            - Lesión costrosa en falange            - Tercer dedo presenta lesión costrosa, en zona plantar hay hiperqueratosis (pododermatitis grado uno en planta)         </p> <p> <b>Otros:</b> * Encargados del centro de rehabilitación realizan recorte y limado de pico         </p>

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p> <b>Nº de anillo:</b> CRAR085  <b>Código de id.:</b> 11+A+M  <b>Sexo:</b> macho  <b>Edad:</b> 14 años aproximadamente         </p> <p style="background-color: #92d050; color: white; text-align: center; padding: 2px;"><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p> <b>Longitud de:</b>            - Ala: 49 cm            - Tarso: 9.8 cm            - Pico/incluye cera: 4.9 cm            - Pico/sin cera: 3.8 cm            - Cola: 22 cm         </p>	<p> <b>Peso:</b> 2.3 kilos  <b>FC:</b> 385 l.p.m  <b>Tº:</b> 40.7 °C  <b>CC:</b> 3/5         </p> <p> <b>Obs:</b> - Sobrecrecimiento de pico            - De leve a moderada deshidratación            - Muda en segunda primaria            - Primer y cuarto dedo derecho e izquierdo presentan hiperqueratosis, pata izquierda más afectada         </p> <p> <b>Otros:</b> * Encargados del centro de rehabilitación realizan recorte de pico         </p>

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p>Nº de anillo: CRAR086  Código de id.: 9+A+H  Sexo: hembra  Edad: -</p> <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p><b>Longitud de:</b>  - Ala: 54.5 cm  - Tarso: 10.8 cm  - Pico/incluye cera: 5.2 cm  - Pico/sin cera: 4.1 cm  - Cola: 27 cm</p>	<p><b>Peso:</b> 2.2 kg  <b>FC:</b> 315 l.p.m  <b>Tº:</b> 42° C  <b>CC:</b> 2/5 (esta escala no se ajusta, ya que, está entre 2 y 3)  <b>Obs:</b> - Opacidad de color blanco en el canto lateral del ojo derecho, pero sin ulcera (cicatriz)  - Sobrecrecimiento de pico, zona mandibular lado derecho presenta mala oclusión, presenta sangre en zona oral  - Se palpa quilla de forma evidente, bajo desarrollo de musculatura pectoral  - Muda de secundaria y terciaria en ala derecha, la primera primaria se encuentra torcida además esta misma pluma presenta líneas de estrés.  - Zona plantar de ambas patas presentan pododermatitis grado I hacia lateral.</p> <p><b>Otros:</b> * Se realiza test de fluoresceína, negativo  * Encargados del centro de rehabilitación realizan limado y recorte de pico</p>

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p>Nº de anillo: CRAR087  Código de id.: 4+sA+M  Sexo: macho  Edad: 4 años aproximadamente</p> <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p><b>Longitud de:</b>  - Ala: 49 cm  - Tarso: 10.2 cm  - Pico/incluye cera: -  - Pico/sin cera: 3.5 cm  - Cola: 25 cm</p>	<p><b>Peso:</b> 1.6 kilos  <b>FC:</b> 342 l.p.m  <b>Tº:</b> 42 °C  <b>CC:</b> 3/5  <b>Obs:</b> Leve sobrecrecimiento de pico</p> <p>Lesión en cera, moderadamente profunda (se deforma presentando varias protrusiones hacia lateral izquierdo)  Ectoparásitos en oído derecho</p> <p>Zona oral con alimento, mucosas levemente pálidas  Plumas de color café en cobertoras alares de zona axilar y dorsal. Pluma secundaria derecha rota, primera pluma de metacarpo falángica en muda  Flacidez en patagio</p> <p><b>Otros:</b> Se desparasita con 23 mg/kg de selamectina  Se realiza limpieza de la cera con solución de clorhexidina en heridas.</p>

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p>N° de anillo: CRAR088 Código de id.: 3+A+H Sexo: hembra Edad: -</p> <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p>Longitud de: - Ala: 57 cm - Tarsos: 11.2 cm - Pico/incluye cera: 5.6 cm - Pico/sin cera: 4.1 cm - Cola: 26.5 cm</p>	<p><b>Peso:</b> 2.75 kilos <b>FC:</b> 403 l.p.m <b>T°:</b> 41.8 °C <b>CC:</b> 3/5</p> <p><b>Obs:</b> - Mucosas orales y coloración de los oídos pálidos (moderado) - Presenta ulcera corneal en ojo izquierdo, reflejo de amenaza negativo - Presenta herida por captura en primera falange - Hiperqueratosis en ambas patas</p> <p><b>Otros:</b> * Se realiza test de fluoresceína para diagnosticar ulcera corneal * Se desparasita con 23 mg/kg de selamectina * Se realiza directo de escamas (negativo a ectoparásitos)</p>
IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p>N° de anillo: CRAR091 Código de id.: 7+A+M Sexo: macho Edad: -</p> <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p>Longitud de: - Ala: 48 cm - Tarsos: 9.2 cm - Pico/incluye cera: - - Pico/sin cera: 3.8 cm - Cola: 24 cm</p>	<p><b>Peso:</b> 1.3 kilos <b>FC:</b> 390 l.p.m <b>T°:</b> 42.5 °C <b>CC:</b> 3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, es un poco más de 3)</p> <p><b>Obs:</b> - Leve cantidad de cerumen en oído derecho - Sobrecrecimiento de pico - Presenta lesión en la cera de origen traumático</p> <p>- Muda en primaria y secundaria ala izquierda, plumas de la cola desmejoradas</p> <p><b>Otros:</b> * Encargado del centro de rehabilitación realiza corte de pico</p>
IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p>N° de anillo: CRAR093 Código de id.: 6+A+H Sexo: hembra Edad: -</p> <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p>Longitud de: - Ala: 54 cm - Tarsos: 11.2 cm - Pico/incluye cera: 5.8 cm - Pico/sin cera: 4.1 cm - Cola: 26 cm</p>	<p><b>Peso:</b> 2.2 kilos <b>FC:</b> 315 l.p.m <b>T°:</b> 42.4 °C <b>CC:</b> 2/5</p> <p><b>Obs:</b> - Falta de integridad en gnanoteca derecha (se encuentra fisurada) - Moderada deshidratación, mucosas muy pálidas - Músculo pectoral con bajo desarrollo, se palpa fácilmente quilla - Plumaje sucio (alas y cola), falta de integridad en cobertoras alares inferiores. Ausencia de plumas de ala derecha de 4°, 5°, 10°, 11° y 12°. - Patagio izquierdo flácido - Pododermatitis grado 2 en pata derecha, gran cantidad de descamación en ambas patas - Cloaca sucia, pero sin evidencia de diarrea</p> <p><b>Otros:</b> * Doctor Sergio Alvarado realiza limado de pico : para corregir fisura de gnanoteca</p>

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
<p>N° de anillo: CRAR094  Código de id.: 5+sA+H  Sexo: hembra  Edad: -</p>  <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p><b>Longitud de:</b>  - Ala: 50 cm  - Tarsos: 11.2 cm  - Pico/incluye cera: 5.7 cm  - Pico/sin cera: 4.2 cm  - Cola: 28 cm</p> <p>*AGRESIVA*</p>	<p><b>Peso:</b> 2.9 kilos  <b>FC:</b> 327 l.p.m  <b>T°:</b> 42.4  <b>CC:</b> 3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, está entre 3 y 4)</p> <p><b>Obs:</b> - Deshidratación moderada  - Presenta legua de aspecto "bífido" pero redondeado en los bordes debido a lesión antigua en lengua donde se pierde un pedazo de ella.  - Leve sobrecrecimiento de pico y desviación de la rinoteca hacia lado derecho.  - Sangre en plumaje, pero sin heridas, pérdida de integridad en plumas terciarias izquierdas, plumaje desmejorado en las tres primeras plumas.  - Sobrecrecimiento de uña de halux, y leve desviación de uña del halux derecho, además de hiperqueratosis leve en zona plantar en lado derecho.</p> <p><b>Otros:</b> * Encargado del centro de rehabilitación realiza corte de pico</p>

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
<p>N° de anillo: CRAR095  Código de id.: 1+A+M  Sexo: macho  Edad: -</p>  <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b></p> <p><b>Longitud de</b>  - Ala: 59 cm  - Tarsos: 10,1 cm  - Pico/incluye cera: -  - Pico/sin cera: 3,7 cm  - Cola: 23 cm</p>	<p><b>Peso:</b> 1.8 kilos  <b>FC:</b> 332 l.p.m  <b>T°:</b> 42.6 °C  <b>CC:</b> 2/5 (esta escala no se ajusta, ya que, está entre 2 y 3)</p> <p><b>Obs:</b> - Presenta varias heridas superficiales en cera, zona superciliar izquierda y mandíbula (todas son heridas recientes)  - Cantidad moderada de ectoparásitos alrededor del oído derecho  - Mala oclusión (ranfoteca), en zona mandibular también presenta una herida. Deshidratación moderada (saliva filante).  - Se palpa quilla de forma evidente, bajo desarrollo de musculatura.  - Muda de sus plumas primarias, ala izquierda.</p> <p>- En pata derecha presenta cicatriz de úlcera por pododermatitis al centro de la pata, pata izquierda presenta lo mismo, pero hacia lateral</p> <p><b>Otros:</b> * Se desparasita con selamectina a 23mg/kg</p>

IDENTIFICACIÓN		PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
	<b>N° de anillo:</b> CRAR099 <b>Código de id.:</b> 10+A+M <b>Sexo:</b> macho <b>Edad:</b> 4 años aproximadamente	<b>Peso:</b> 1.3 kilos <b>FC:</b> 296 l.p.m <b>T°:</b> 42.4 °C <b>CC:</b> 3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, en realidad está casi llegando a 3) <b>Obs:</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Oído izquierdo un poco de cerumen</li> <li>- Sobrecrecimiento de pico</li> <li>- Presenta una lesión (antigua) en ambas ramas mandibulares</li> <li>- Lesión en la cera de carácter traumática por choque en la jaula</li> <li>- Lesión en coana derecha, leve deshidratación, mucosas levemente pálidas</li> <li>- Primarias sucias del ala izquierda, ausencia de la primera, quinta, sexta y séptima primaria</li> <li>- Ausencia de la primera primaria, tercera primaria con muda retenida y curvadas hacia adentro, las plumas del álula del ala derecha</li> <li>- Plumas de la cola desmejoradas</li> <li>- Pata derecha, presenta pérdida de integridad superficial (primera capa de la piel), en "rodillas" tiene heridas antiguas con pérdida de plumas hacia medial. Pata izquierda hiperqueratosis interdigital</li> </ul>
	<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b> <b>Longitud de:</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Ala: 46.7 cm</li> <li>- Tarso: 10.4 cm</li> <li>- Pico/incluye cera: 4.6 cm</li> <li>- Pico/sin cera: 3.15 cm</li> <li>- Cola: 24.6 cm</li> </ul>	<b>Otros:</b> Encargados del centro de rehabilitación realizan recorte y limado de pico

IDENTIFICACIÓN		PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
	<b>N° de anillo:</b> CRAR 102 <b>Código de id.:</b> 2+A+M <b>Sexo:</b> macho Edad: 14 años aprox.	<b>Peso:</b> 1.7 kilos <b>FC:</b> 337 l.p.m (leve hipofonía cardiaca) <b>T°:</b> 41.9 °C <b>CC</b> 2/5 <b>Obs:</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Sobrecrecimiento de pico</li> <li>- Saliva filante (leve deshidratación).</li> <li>- Se palpa quilla de forma evidente, bajo desarrollo de musculatura pectoral</li> <li>- Muda en cobertoras dorsales, presencia de sangre en ala izquierda</li> <li>- Falange del ala izquierda amputada, presencia de plumas de sangre en metacarpo izquierdo, falta de tensión en patagio derecho</li> <li>- Hiperqueratosis en dedo posterior y presencia de sangre fresca en segundo dedo, pero no hay heridas</li> </ul>
	<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b> <b>Longitud de:</b> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Ala: 50,5 cm – 19 cm (ala amputada)</li> <li>- Tarso: 9.7 cm</li> <li>- Pico/incluye cera: 4.6 cm</li> <li>- Pico/sin cera: 3,3 cm</li> <li>- Cola: 22.3 cm</li> </ul>	<b>Otros:</b> *Encargado del centro de rehabilitación realiza corte de pico

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p>- Nº de anillo: CRAR 107 - Código de id.: 8+A+M - Sexo: macho - Edad: -</p> <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b> <b>Longitud de:</b> - Ala: 50.4 cm - Tarso: 10.3 cm - Pico/incluye cera: 4.5 cm - Pico/sin cera: 3.5 cm - Cola: 23 cm</p>	<p><b>Peso:</b> 1.65 kilos <b>FC:</b> 350 lpm <b>T°:</b> 42.5 °C <b>CC:</b> 2/5 (esta escala no se ajusta, ya que, está entre 2 y 3)</p> <p><b>Obs:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Sobrecrecimiento de pico, el pico se curva hacia la derecha de forma muy sutil, además le falta un trozo de gnanoteca e hiperqueratosis debajo de la narina</li> <li>- Ectoparásitos en oído derecho</li> <li>- Presenta una especie de placa en la zona de la lengua hacia lateral izquierdo</li> <li>- Leve hundimiento de ambos globos oculares, falta de musculatura en zona superciliar, presenta una lesión en párpado inferior derecho</li> <li>- Ala derecha: amputación desde metacarpos hacia distal con primarias y secundarias sin desarrollo, se palpa evidencia de callo óseo entre húmero y radio, patagio laxo.</li> <li>- Pododermatitis en dedo opuesto de pata derecha</li> <li>- Pata izquierda: herida superficial a nivel de tibiotarso, aumento de volumen en zona entre metatarso-falángica, pododermatitis grado 1 en dedo opuesto y sobrecrecimiento de esa misma uña</li> </ul> <p><b>Otros:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>* Se aplica selamectina 23mg/kg</li> <li>* Encargado del centro de rehabilitación realiza corte de pico</li> </ul>

IDENTIFICACIÓN	PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO
 <p>Nº de anillo: CRAR110 Código de id.: 12+J+H Sexo: Hembra Edad: 4 meses aproximadamente</p> <p><b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b> <b>Longitud de:</b> - Ala: 52.7 cm - Tarso: 10.7 cm - Pico/incluye cera: 4.6 cm - Pico/sin cera: 3.2 cm - Cola: 28.7 cm</p>	<p><b>Peso:</b> 2.4 kilos <b>FC:</b> 360 l.p.m <b>T°:</b> 41.6°C <b>CC:</b> 2/5</p> <p><b>Obs:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Primarias del ala derecha levemente sucias</li> <li>- Lesión costrosa en cera</li> <li>- Mucosas pálidas, deshidratación moderada</li> <li>- Primarias sucias</li> <li>- Lesiones abrasivas en zona plantar de pata derecha e izquierda</li> </ul>

# 1

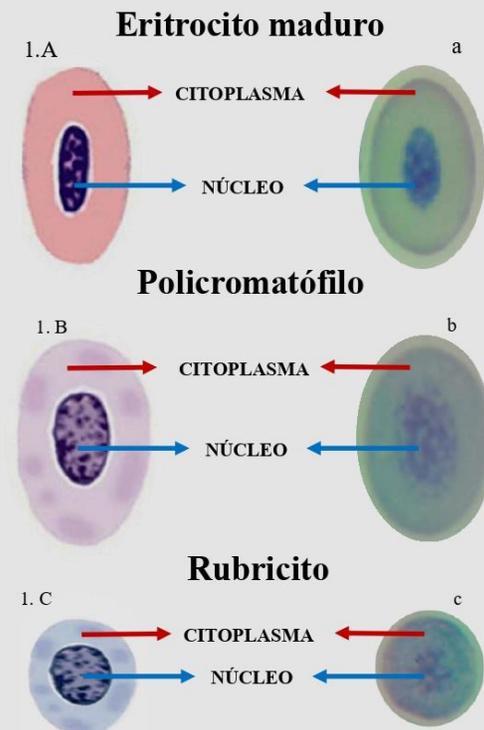
## TIPOS CELULARES

### ERITROCITOS

Los eritrocitos maduros (1.A y a) en aves rapaces al igual que en las demás aves, son elípticas, biconvexas con un núcleo ovalado y alargado de ubicación central, su cromatina está bien agrupada, la cual se condensa cada vez más con la edad. Los eritrocitos policromatófilos (1.B y b) tienen una apariencia más redondeada, su citoplasma se tiñe de azul claro (más basófilo) y sus núcleos son más redondeados con cromatina menos empaquetada en comparación con los eritrocitos maduros y estos pueden constituir hasta el 5% del recuento celular en aves sanas. Los rubricitos (1.C y c) son células redondas con características similares a los policromatófilos en su tinción. (Campbell *et al.*, 2010).

Los eritrocitos maduros de las águilas muestreadas tienen un tamaño promedio de  $13,79 \pm 0,99 \mu\text{m}$  de largo y  $7,45 \pm 0,64 \mu\text{m}$  de ancho aproximadamente y el tamaño de su núcleo varía entre  $6,47 \pm 0,63 \mu\text{m}$  y de  $2,22 \pm 0,35 \mu\text{m}$  de

largo y ancho respectivamente, mientras que, los policromatófilos y rubricitos, su tamaño promedio corresponde a  $12,75 \pm 1,24 \mu\text{m}$  de largo y  $7,62 \pm 0,65 \mu\text{m}$  de ancho de la totalidad de la célula, el tamaño promedio de los núcleos de estas células es de  $6,80 \pm 0,83$  de largo y  $3,45 \pm 1,23 \mu\text{m}$  de ancho.



Fuente, imágenes 1.A, 1.B, 1C; Claver y Quaglia (2009)

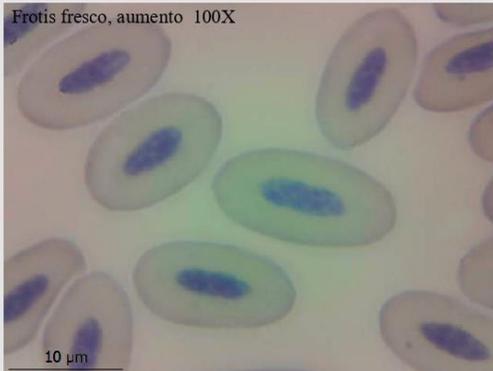


Figura 1.1. Eritrocitos evaluados en un aumento de 100X, frotis extendido de forma directa, sin pasar por anticoagulante. Se observan ligeras diferencias de tamaños entre los eritrocitos. Identificación águila: CRAR 102 - 2AM.

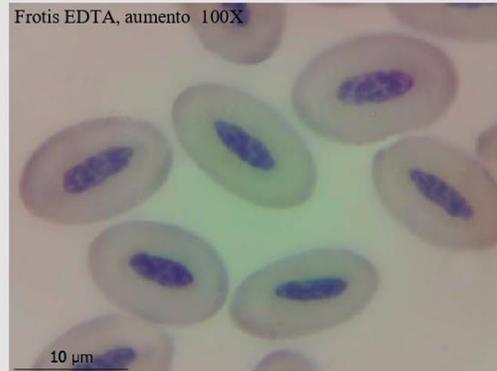


Figura 1.2. Eritrocitos observado en un aumento de 100X, frotis extendido post recolección de muestra en anticoagulante (EDTA). Identificación águila: CRAR 088 - 3AH

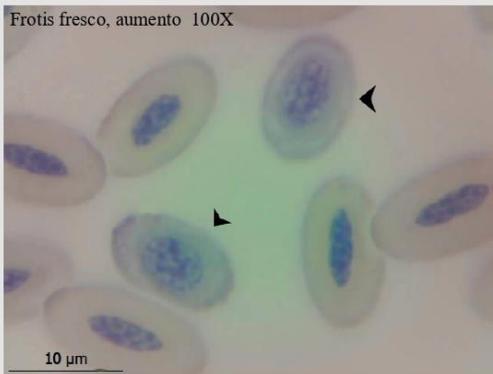


Figura 1.3. Dos policromatófilos indicados con flechas de color negro. Se aprecia un campo en aumento de 100X, frotis frotis extendido de forma directa (sin pasar por anticoagulante) Identificación águila: CRAR 083 - 14H.

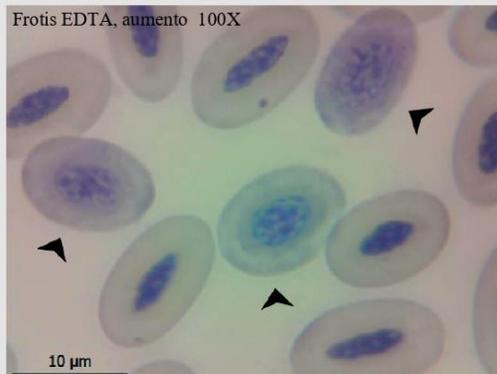


Figura 1.4. Las flechas negras indican tres policromatófilos, se diferencian de los eritrocitos por la forma en que se tiñe su citoplasma (más basófilo). Frotis preparado post recolección con EDTA, aumento 100X. Identificación águila: CRAR 093 - 6AH

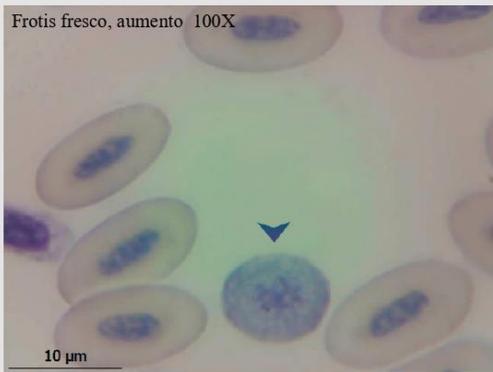


Figura 1.5. Rubricito rodeado de eritrocitos maduros, se diferencia del policromatófilo por su aspecto más redondeado, indicado con una flecha color azul. Identificación águila: CRAR 083 - 14AH.

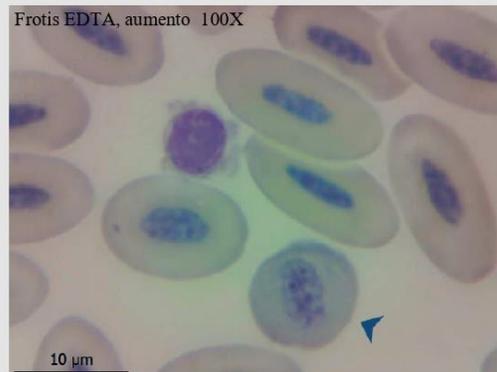


Figura 1.6. Rubricito indicado con flecha azul, su nucleo es mas alargado de lo habitual, generakemnte su nucleo es redondo. Identificación águila: CRAR 107 - 8AM

---

# ERITROCITOS

---

## Células atípicas

En aves es posible encontrar de forma ocasional variaciones del típico eritrocito maduro. Variaciones relacionadas al color (policromasia), tamaño (anisocitosis) y forma (Campbell, 2015). Los eritrocitos de forma anormal se denominan poiquilocitos, algunos poiquilocitos están asociados enfermedades por lo que es importante saber reconocerlas (Thrall, 2012).

La poiquilocitosis se produce cuando hay una alteración metabólica en la eritropoyesis incrementada en respuesta a algún contaminante ambiental que esta enfermando al ave (siendo los eritrocitos una de las primeras células en sufrir cambios tóxicos) o alguna patología de otra índole (viral, bacteriana, autoinmune). No hay que confundir anormalidades en los eritrocitos por estas causas con artefactos, los que se pueden producir por frotis mal preparados (Maceda, et al 2015) o por tiempo considerable entre la recolección de la muestra y el análisis de ésta (Brockus y Andreasen. 2005).

Algunas alteraciones tienen alto valor de diagnóstico, pero la mayoría son inespecíficas, es por ello que para lograr hacer la discriminación, es importante analizar dichas alteraciones en conjunto a los restantes hallazgos del frotis sanguíneo (Lema, 2020).

Estos efectos tóxicos se pueden observar tanto en el núcleo (formas anormales, aparición de micronúcleos, células binucleadas, eritrocitos sin núcleos, picnosis y mitosis (Mitchell y Johns 2008) , como en el citoplasma (deformaciones o inclusiones intracitoplasmáticas las que pueden ser por causa de organismos protozoarios como Plasmodium sp (patógeno), Leucocitozoon (patógeno), Haemoproteus sp (no patógeno) (Reagan *et al.* 2008) y también cambios en la membrana de la célula (falta de integridad) los cuales se están asociados a un incremento en el contenido del colesterol de la membrana expandiendo la capa externa de la membrana lipídica (Barger, 2010)

**POIQUILOCITOS**

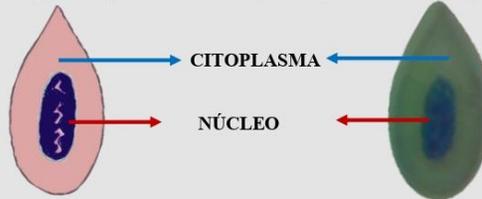
**DESCRIPCIÓN**

**PATOLOGÍA/ARTEFACTO**

**Dacriocito**

Presenta forma de lágrima, con un único extremo puntiagudo. Generalmente suele presentarse cuando existe una filtración de la médula ósea, entonces el dacriocito se produce cuando el eritrocito debe pasar a través de tejido infiltrado (Mayer y Harvey, 2007)

- Mielofibrosis idiopática
- Metaplasia angiogénica
- Anemias ferropénicas
- Artefacto, por inadecuado extendido del frotis, cuando esto sucede el dacriocito apunta hacia la dirección del extendido (Campuzano 2008)



**Anormalidades nucleares**

**Binucleación**

Eritrocito con dos núcleos, los pueden estar presentes en aves sanas, pero la presencia de muchas células binucleadas se considera anormal (Flamini, 2014)

- enfermedad neoplásica
- Enfermedades virales
- Enfermedades genéticas (Flamini, 2014)

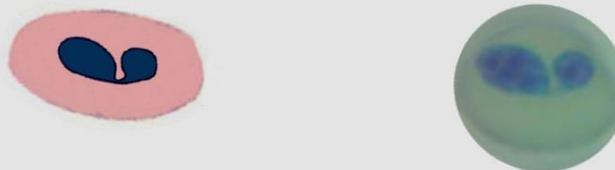
1 = NÚCLEO 1  
2 = NÚCLEO 2



**Fragmentación nuclear**

Núcleo segmentado en una o mas partes. (Maceda, et al 2015)

- Toxicidad por zinc
- Artefacto. (Maceda, et al 2015)



**Eritroplastidos**

Eritrocitos anucleados, pueden estar presentes en la sangre de aves sanas (Claver y Quaglia. 2009)

Representación



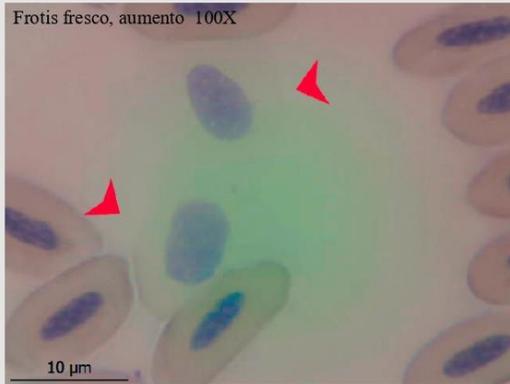


Figura 1.7. Las flechas rojas indican dos eritrocitos rojos, casi ni se aprecia el citoplasm, pero si su nucleo. Identificación águila CRAR 082 - 13sAM.

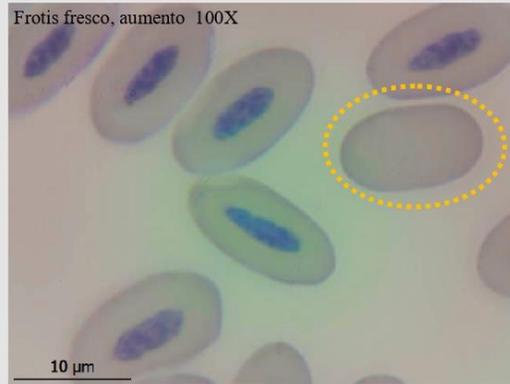


Figura 1.8. Eritroplástido indicado con punteado de color amarillo. Identificación águila: CRAR 091 - 7AM.

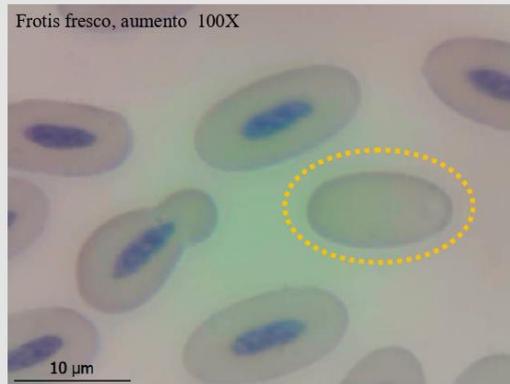


Figura 1.9. Eritroplástido el cual se indica con un contorno puntillado de color amarillo, en uno de los polos de la célula se aprecia una menor afinidad al colorante. Identificación águila CRAR 085 - 11AM.

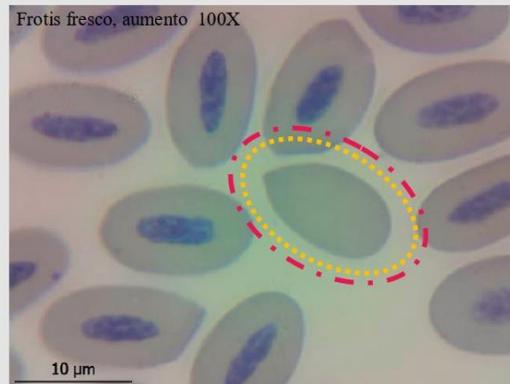


Figura 1.10. Se puede apreciar un eritroplástido en forma de lágrima (dacrocyto) (línea punteada amarilla y roja). Identificación águila: 086 - 9AH

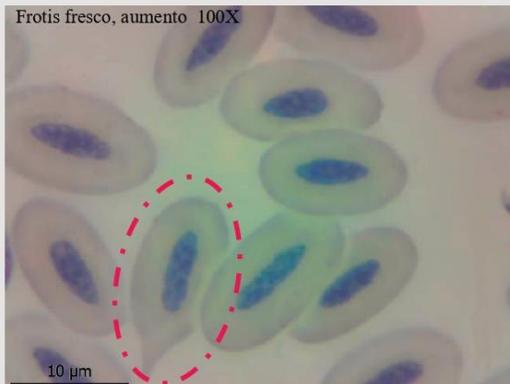


Figura 1.11. Dacrocyto, el cual esta debajo de un eritrocito con forma normal (ver línea puntada rojo). Identificación águila: CRAR 102 - 2AM.

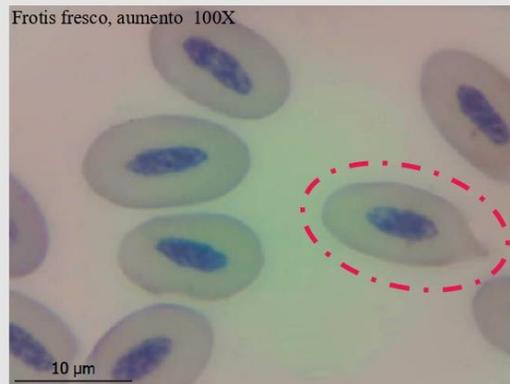


Figura 1.12. Dacrocyto apuntado indicado con La célula ce aprecia un eritrocito con su núcleo segmentado (línea punteada roja). Identificación águila: CRAR 086 - 9AH.

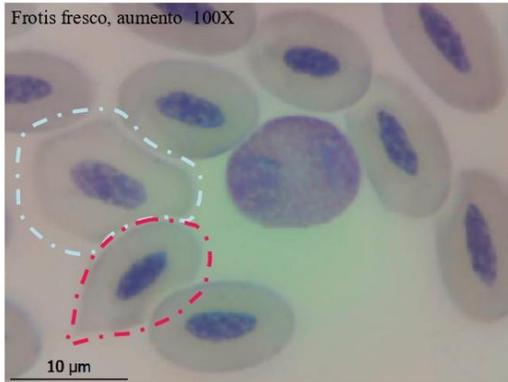


Figura 1.13. En el campo se pueden apreciar dos poiquilocitos . Un eritrocito que adquiere una forma poco habitual, debido a que se amolda al resto de las células (línea punteada celeste) y un dacriocito (línea punteada roja. Identificación águila: CRAR 093 - 6AH

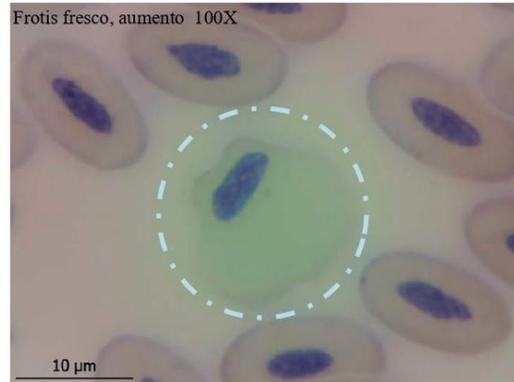


Figura 1.14 La línea punteada de color celeste indica un eritrocito deforme, donde su citoplasma es 4 veces más grande que su núcleo y éste se encuentra desplazado hacia un extremo. Identificación águila: CRAR 095 - 1AM

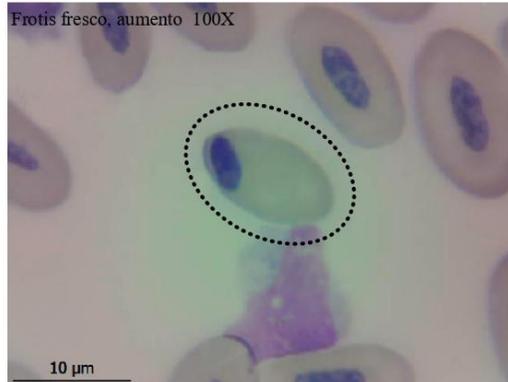


Figura 1.15. Se puede observar un eritrocito con el núcleo desplazado hacia un extremo, deferente a lo habitual que éste se encuentra en posición central. Identificación águila CRAR 088 - 2AH

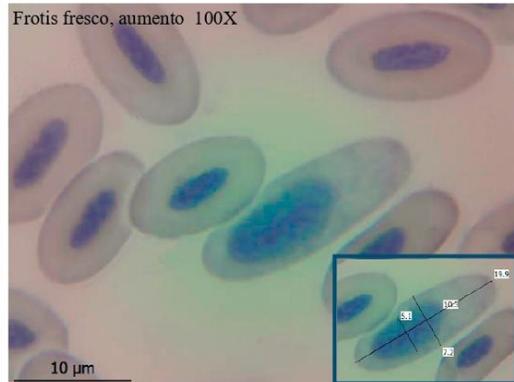


Figura 1.16. Se aprecia un policromatófilo de un tamaño fuera de lo normal, en la esquina inferior derecha se pueden ver las medidas (μm) Identificación águila CRAR 107 - 8AM.

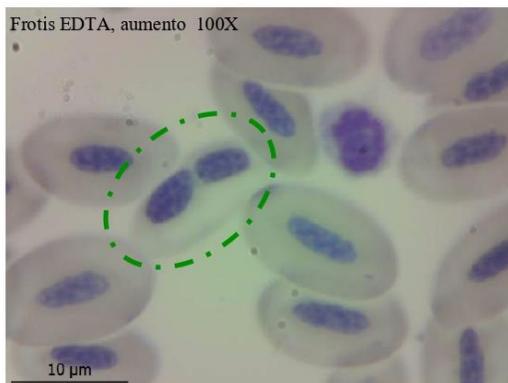


Figura 1.17. Eritrocito binucleado indicado con punteado verde oscuro. Identificación águila CRAR 107 - 8AM

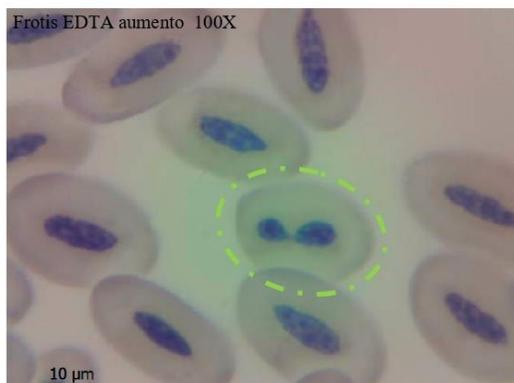


Figura 1.18. eritrocito con su núcleo segmentado (línea punteada color verde claro) Identificación águila: CRAR 088 - 3AH.

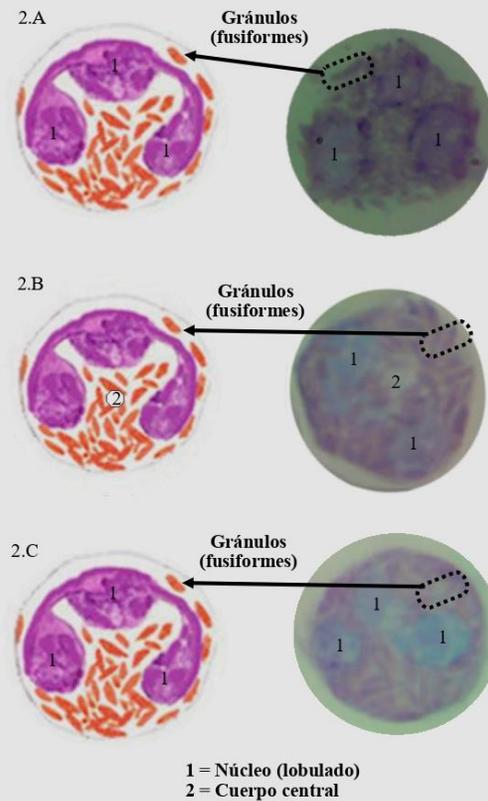
# 2

## TIPOS CELULARES LEUCOCITOS - HETERÓFILOS

Son los leucocitos más comunes de encontrar en la sangre periférica de la mayoría de las especies de aves. En aves rapaces los heterófilos son células redondas e irregulares con gránulos finos fusiformes a alargados, se ven en alta densidad en el citoplasma. El núcleo se presenta más oscuro que el citoplasma y el número de lóbulos nucleares no ha sido determinado. En algunas aves los gránulos de los heterófilos pueden exhibir un "cuerpo granular central". Esta es una estructura ovoide, pálida o refractiva ubicada en la sección media del gránulo. En algunos casos, el cuerpo granular central puede ser más prominente que la matriz circundante del gránulo (Clark et al., 2009).

El tamaño de los heterófilos de las águilas son de  $10,96 \pm 1,08 \mu\text{m}$  de diámetro y el cuerpo central puede variar de  $11 \mu\text{m}$  de largo y  $9 \mu\text{m}$  de ancho.

### Heterófilos



Fuente, imágenes 2.A, 2.B (modificado), 2C; Claver y Quaglia (2009)

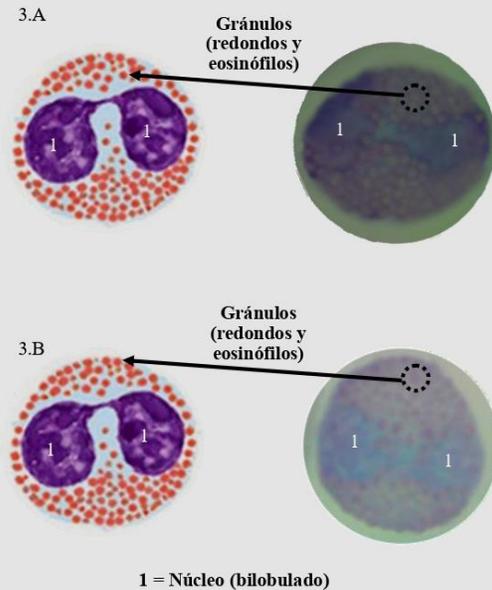


# 2

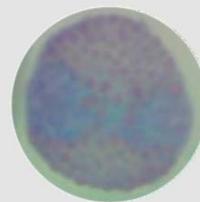
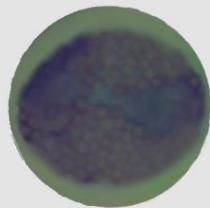
## TIPOS CELULARES LEUCOCITOS - EOSINÓFILOS

Los eosinófilos son el segundo tipo de granulocitos más comunes en aves (Jones, 2015). En aves rapaces los eosinófilos son células redondeadas e irregulares, similar al tamaño de los heterófilos con citoplasma azul claro y núcleo bilobulado, contienen inclusiones esféricas intensamente eosinofílicas (Campbell *et al.*, 2010) las cuales en general son más brillantes que los heterófilos, ya que, poseen mayor cantidad de arginina, además carecen del cuerpo central granular que tienen los heterófilos (Jones, 2015). Sin embargo, se describe que la apariencia de los eosinófilos puede ser muy variable entre los grupos de las aves rapaces (Clark *et al.*, 2009).

El tamaño de los eosinófilos de las águilas muestreadas es  $11,73 \pm 1.65 \mu\text{m}$  de diámetro, el tamaño del núcleo no es posible de determinar debido a la alta variabilidad de formas que presenta



Fuente, imágenes 3.A, 3.B; Claver y Quaglia (2009)

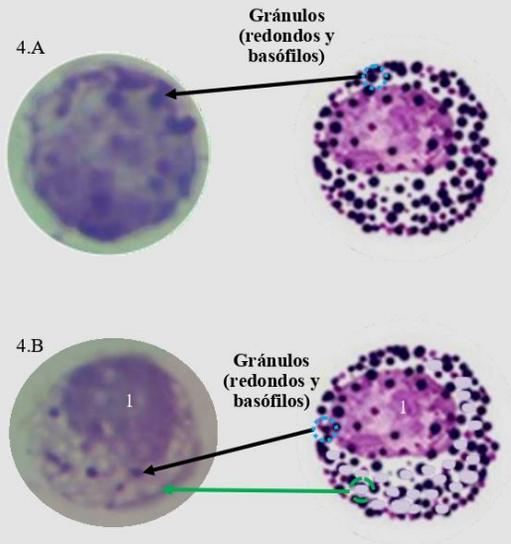


# 2

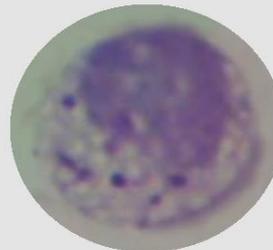
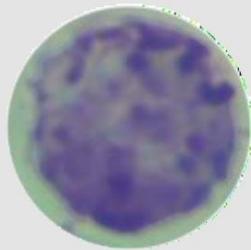
## TIPOS CELULARES LEUCOCITOS - BASÓFILOS

Los basófilos son poco comunes en los frotis de sangre periférica de las aves, sin embargo, cuando se ven no deben confundirse con heterófilos tóxicos. Los basófilos son ligeramente más pequeños que los heterófilos y que los eosinófilos (Jones, 2015). En aves rapaces los basófilos son células redondas con pequeños gránulos redondos intensamente basófilos (Campbell *et al.*, 2010). También puede ocurrir, que los gránulos citoplasmáticos puedan no teñirse exhibiéndose vacuolas regulares y redondas en un citoplasma pálido con algunos gránulos basofílicos, en tales casos, el núcleo es de redondo a ovoide y compuesto de cromatina moderadamente densa (generalmente ocurre con DiffQuik) (Clark *et al.*, 2009).

El tamaño de los basófilos del águila mora, varía de  $9,43 \pm 1,40 \mu\text{m}$  de diámetro



Fuente, imágenes 4.A, 4.B modificado; Claver y Quaglia (2009)

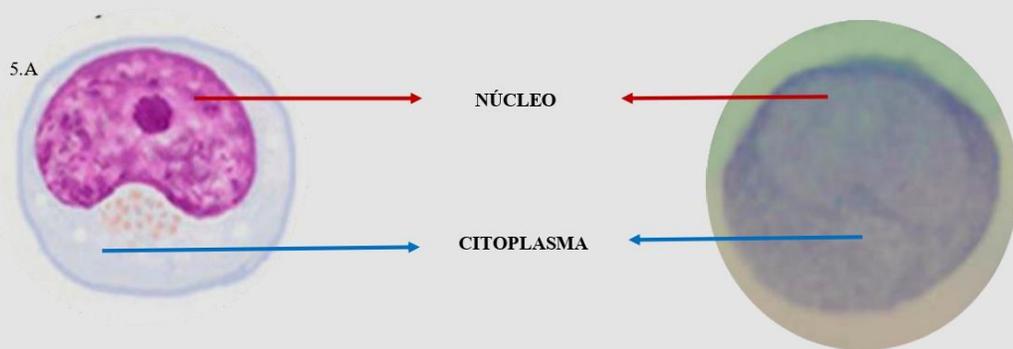


# 2

## TIPOS CELULARES LEUCOCITOS - MONOCITOS

En aves rapaces los monocitos son más grandes que los linfocitos con un núcleo grande, se tiñen menos oscuros y de forma variable, citoplasma gris-azul que ocasionalmente puede contener pequeños gránulos eosinofílicos y vacuolas, las cuales pueden confundirse como linfocitos .

Los monocitos de las águilas del estudio pueden medir hasta 19,3  $\mu\text{m}$  aproximadamente. El núcleo como se presenta en banda, la parte más angosta mide aproximadamente 2.13  $\mu\text{m}$  y la parte más larga 18.1  $\mu\text{m}$ . El tamaño promedio de todos los monocitos es de  $12.93 \pm 2 \mu\text{m}$  de diámetro.



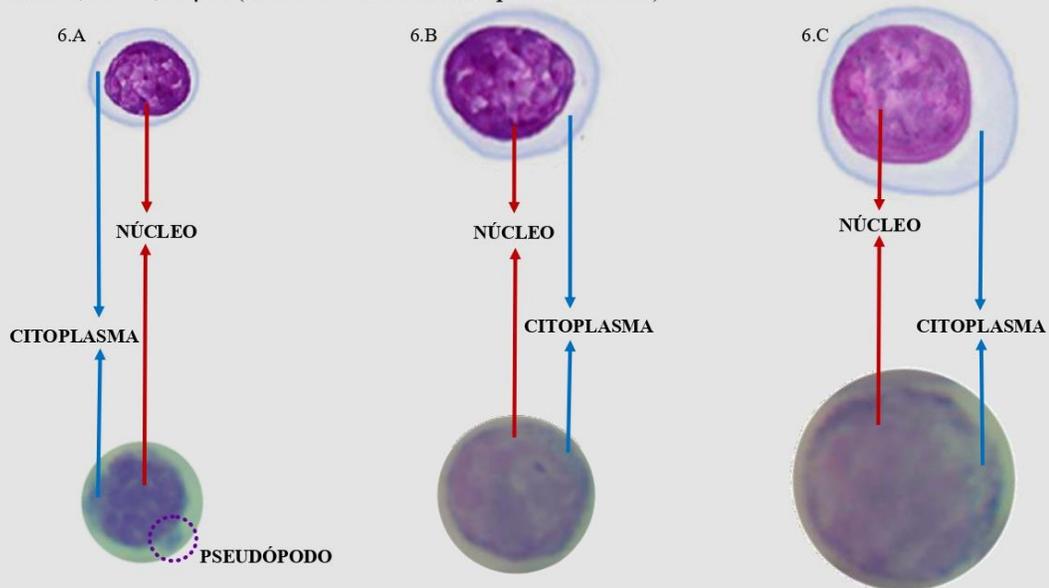
Fuente, imágenes 5.A; Claver y Quaglia (2009)

# 2

## TIPOS CELULARES LEUCOCITOS - LINFOCITOS

Morfológicamente los linfocitos varían en apariencia, cuando estos se tiñen con Romanowsky se pueden clasificar en linfocitos pequeños, medianos y grandes. Los linfocitos pequeños típicos son los más pequeños de los leucocitos, su núcleo es redondo, compuesto de cromatina densa y aglomerada con un pequeño "borde" a menudo incompleto de citoplasma que varía en su nivel de basofilia. Los linfocitos medianos son más grandes que los linfocitos pequeños, a menudo de tamaño similar a los granulocitos, y tienen un núcleo moderadamente denso, redondo e irregular, con cromatina aglomerada y citoplasma basofílico. Los linfocitos grandes son típicamente más grandes que los granulocitos y puede ser de tamaño similar a los monocitos, suelen tener una forma de redonda a ovoide y su núcleo es moderadamente denso e irregular con cromatina aglomerada y con un citoplasma moderadamente basófilo (Clark *et al.*, 2009).

El diámetro promedio los linfocitos de las águilas muestreadas es  $10,19 \pm 1,84 \mu\text{m}$  y de sus núcleos  $8,14 \pm 1,33 \mu\text{m}$  (sin diferenciación del tipo de linfocito)



Fuente, imágenes 6.A modificado, 6.B, 6.C; Claver y Quaglia (2009)



Figura 2.1 La flecha verde apunta un heterófilo, binucleado, gránulos en forma fusiforme. Identificación águila: CRAR 085 - 11AM  
Tipo de frotis./aumento: Frotis fresco

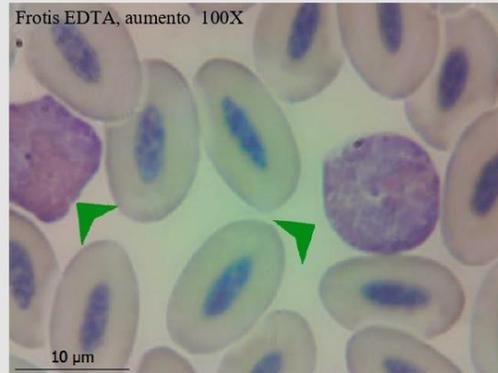


Figura 2.2. En el campo se pueden apreciar dos heterófilos, tanto núcleo como gránulos no están bien definidos. Identificación águila: CRAR 094 - 5sAH

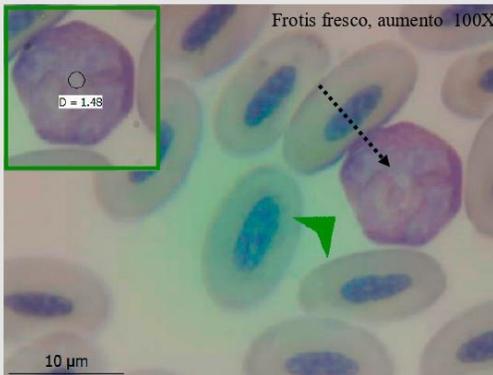


Figura 2.3. Heterófilo con anillo central, el heterófilo se indica con flecha verde y el anillo el cual es refractario a la tinción está identificado con flecha negra punteada. En la esquina superior izquierda corresponde a la medida del anillo expresando su diámetro (D) en µm. en Identificación águila: CRAR 107 - 8AM.

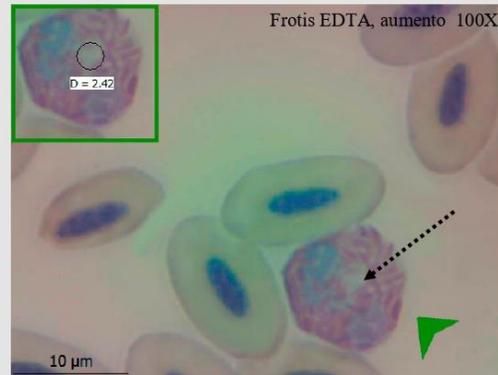


Figura 2.4. Heterófilo con anillo central, el heterófilo se indica con flecha verde y el anillo el cual es refractario a la tinción está identificado con flecha negra punteada. En la esquina superior izquierda corresponde a la medida del anillo expresando su diámetro (D) en µm.

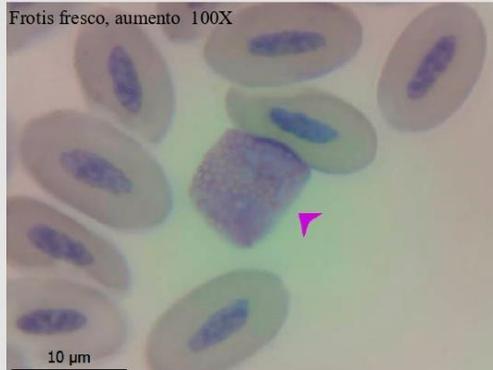


Figura 2.5. Flecha rosada apunta un eosinófilo, el cual tiene un núcleo bilobulado y granulos redondos y brillantes. Identificación águila: CRAR 086 - 9AH.

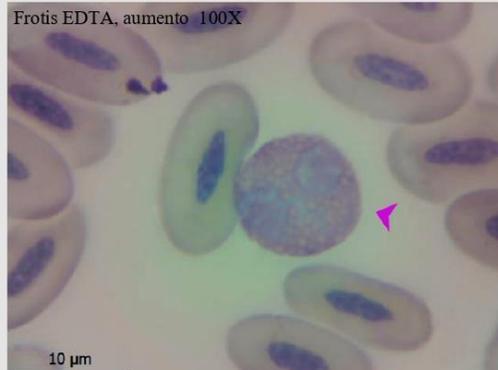


Figura 2.6. Eosinófilo tipo; célula redonda con gránulos redondos y núcleo bilobulado (indicado con flecha rosada), el eosinófilo deforma al eritrocito que tiene a su lado. Identificación águila: CRAR 087 - 4sAM.



Figura 2.7. Basófilo (flecha morada). Presenta gránulos redondos y la alta densidad de ellos no permite diferenciar bien el núcleo. Identificación águila: CRAR 095 - 1AM

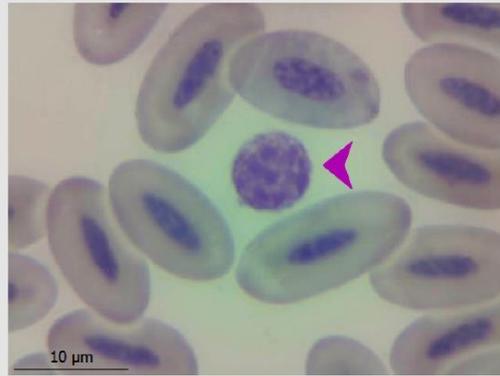


Figura 2.8. La flecha morada indica un basófilo, no se aprecian bien sus gránulos. Identificación águila: CRAR 088 - 3AH.

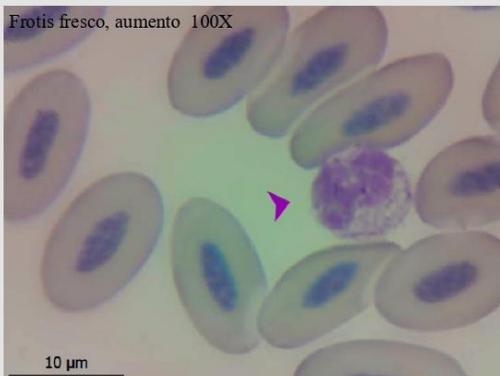


Figura 2.9. La flecha morada indica un basófilo, sus gránulos no se tiñeron; su citoplasma expone varias vacuolas, se ve claramente su núcleo. Identificación águila: CRAR 091 - 7AM

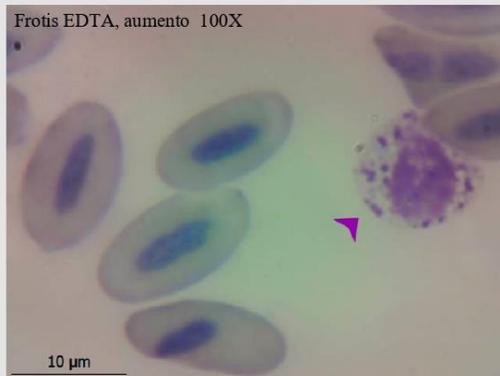


Figura 2.10. En el campo se puede apreciar un basófilo (flecha morada), su citoplasma con vacuolas y algunos gránulos bien definidos. Identificación águila: CRAR 099 - 10AM.

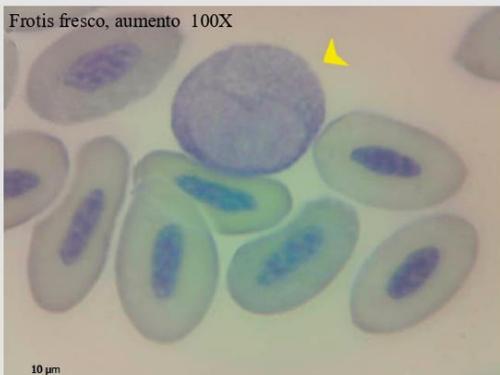


Figura 2.11. Monocito tipo (flecha amarilla); se aprecia su gran tamaño y su característico núcleo arriñonado. Identificación águila: CRAR 095 - 1AM.

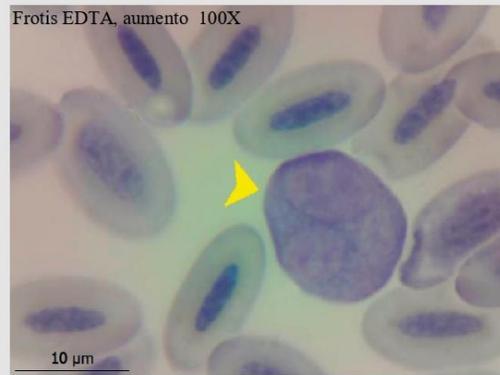


Figura 2.12. Flecha amarilla indica un monocito, que se deformó un poco por las células que hay a su alrededor, pero mantiene sus características típicas (gran tamaño y núcleo arriñonado). Identificación águila: CRAR 099 - 10AM

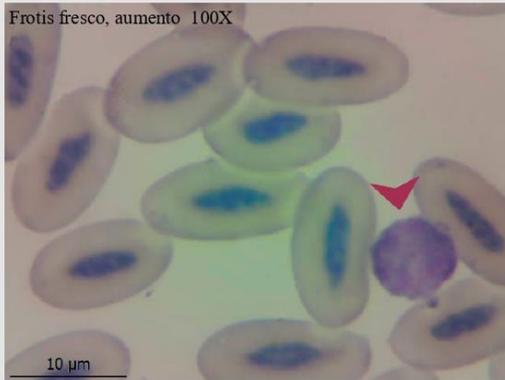


Figura 2.13. Linfocito pequeño (flecha roja), presenta una proyección (pseudópodo), típico cuando estos están reactivos. Identificación águila: CRAR 088 - 3AH



Figura 2.14. La flecha roja indica un linfocito con algunos pseudópodos. Identificación águila: CRAR 087- 4sAH

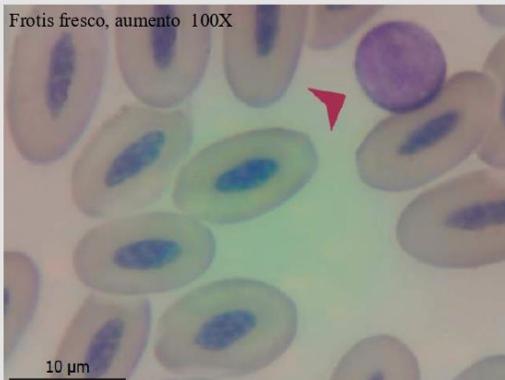


Figura 2.15. Linfocito mediano (flecha roja); célula redonda y su núcleo abarca la mayor parte de la célula. Identificación águila: CRAR 094 - 15sAH.

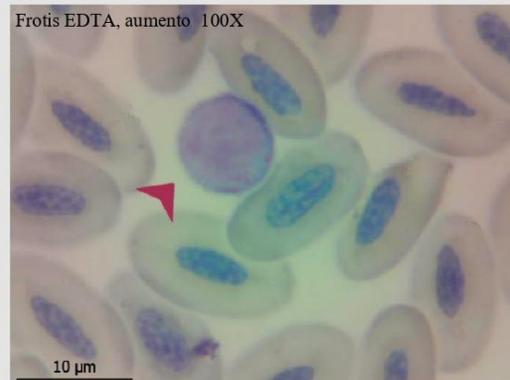


Figura 2.16. Linfocito mediano (flecha roja). Identificación águila: CRAR 094 - 15sAH

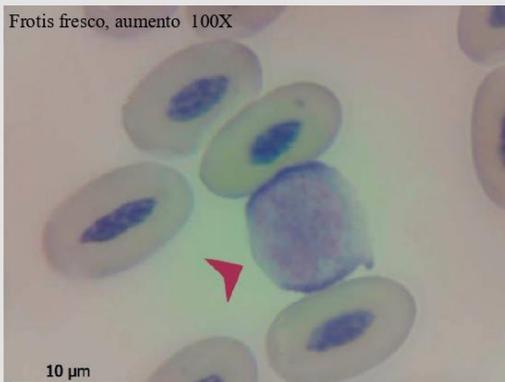


Figura 2.17. Linfocito grande, indicado con una flecha roja. Este linfocito presenta un pseudópodo. Identificación águila: CRAR 093 - 6AH.

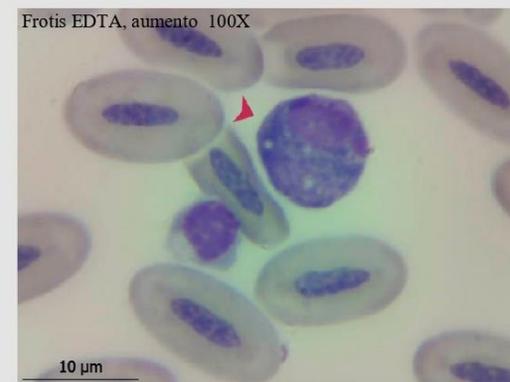


Figura 2.18. Linfocito grande (flecha roja). Identificación águila: CRAR 102- 2AM

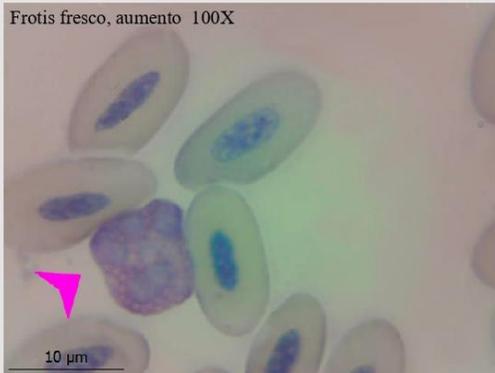


Figura 2.19. Eosinófilo con cuatro lóbulos en su núcleo (flecha rosada). Identificación águila: CRAR 083 - 14AH.

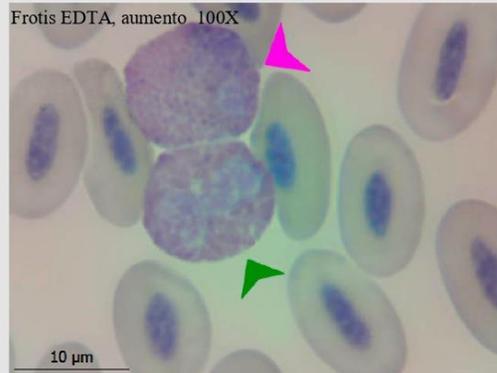


Figura 2.20. Se pueden observar un eosinófilo (flecha rosa) y un heterófilo (flecha verde) en el mismo campo. Identificación águila: 102.

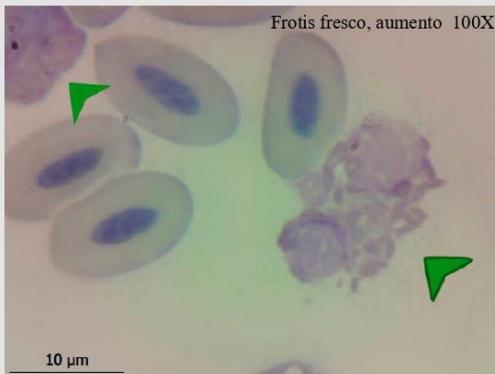


Figura 2.21. Heterófilos (indicados con flecha color verde). Uno de ellos degranulado (flecha con contorno verde oscuro). Identificación águila: CRAR 107 - 8AM.

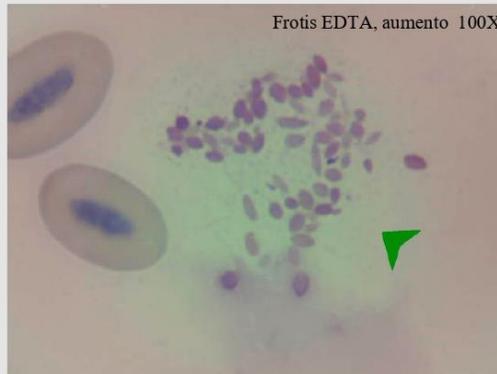


Figura 2.22. Heterófilo roto (flecha verde), se aprecian sus gránulos esparcidos en el medio. Identificación águila: CRAR 088 - 3AH.

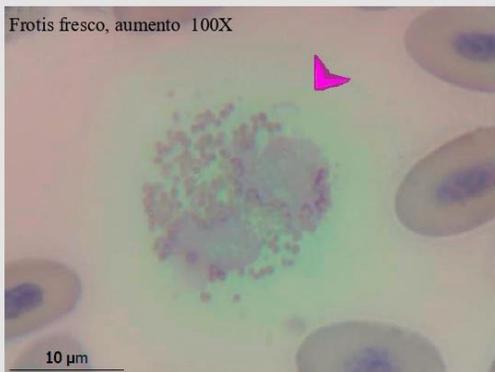


Figura 2.23. Eosinófilo degranulado y núcleo bilobulado (flecha rosa con contorno rosa oscuro). Identificación águila: CRAR 110 - 12JH.

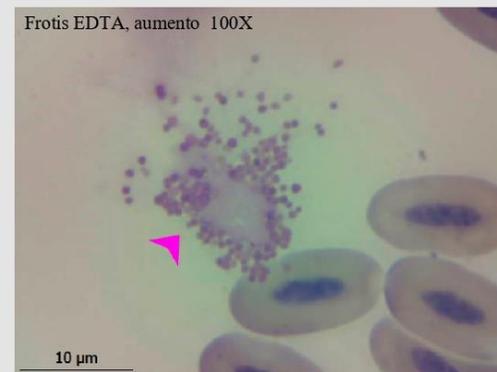


Figura 2.24. Eosinófilo roto (flecha rosa), se aprecian sus gránulos esparcidos en el medio. Identificación águila: CRAR 85 - 11AM.

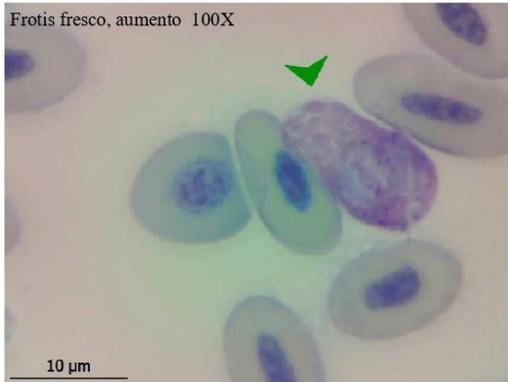


Figura 2.23. La flecha verde indica un heterófilo deforme, posiblemente debido a la ruptura la membrana celular. Identificación águila: CRAR 110 - 12JH.

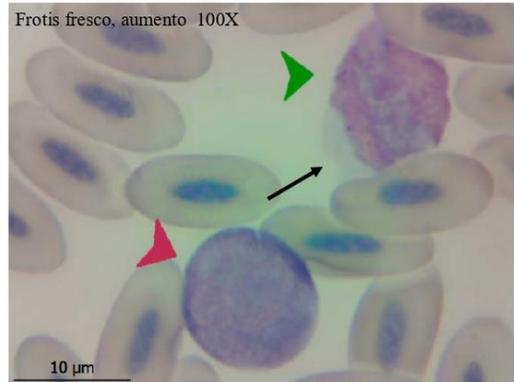


Figura 2.24. En el campo se aprecian dos leucitos un linfocito grande (flecha roja) y un heterófilo (flecha verde) donde la membrana celular esta rota, por lo que protruye su citoplasma (flecha negra). Identificación águila: CRAR 082 - 13sAM.

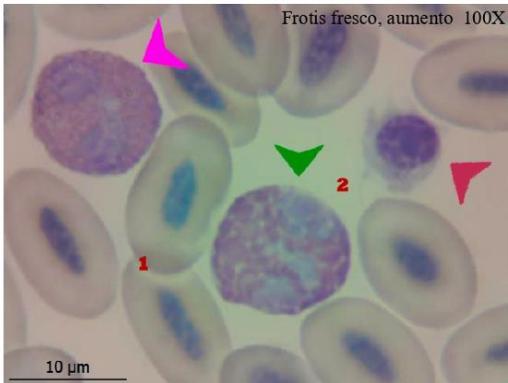


Figura 2.25. En el campo hay tres leucocitos distintos; un eosinófilo (flecha rosa), un heterófilo (flecha verde) y un linfocito pequeño (flecha roja) el cual presenta pseudópodos en su citoplasma. Identificación águila: CRAR 102 - 2AM.

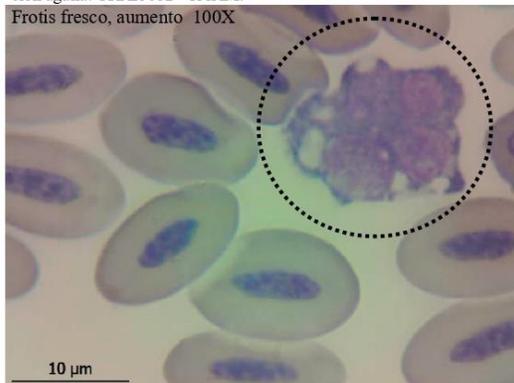


Figura 2.26. Célula completamente degenerada (puntillado negro), presenta núcleo trilobulado y varias vacuolas que deforman el citoplasma. No es posible realizar la identificación de la célula. Identificación águila: CRAR 088

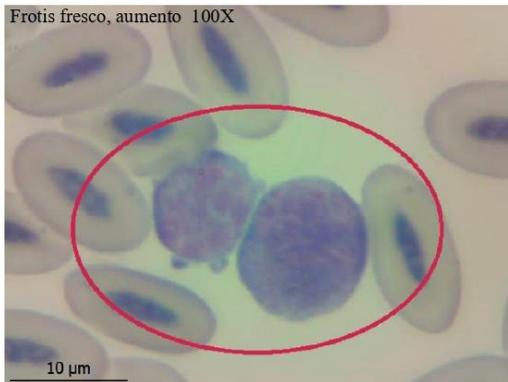


Figura 2.27. Linfocito pequeño (1) y grande(2) en un mismo campo. Identificación águila: CRAR 088 - 3AH.



Figura 2.28. La flecha roja indica un linfocito grande y la morada un basófilo en el cual sus gránulos no se tiñeron exponiendo gran cantidad de vacuolas en el citoplasma. Identificación águila: CRAR 082 - 13sAM.

# 3

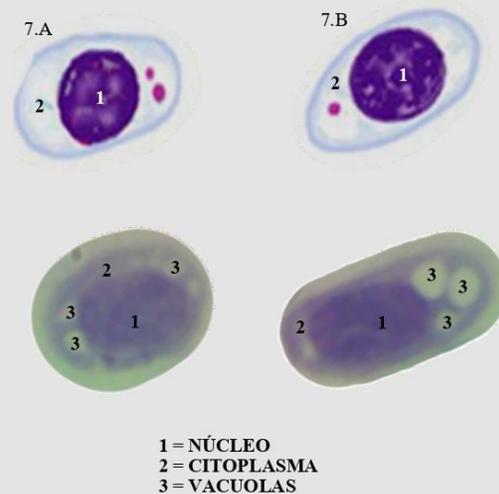
## TIPOS CELULARES TROMBOCITOS

Los trombocitos de las aves son células nucleadas de la sangre, equivalentes funcionales de las plaquetas de los mamíferos. Sin embargo, a diferencia de estas últimas, no sólo poseen núcleo sino también una variada gama de organoides, entre los cuales se destaca un bien desarrollado aparato lisosomal y a menudo existe dificultad para diferenciarlos de los pequeños linfocitos. No hay megacariocitos en la médula ósea de las aves por lo que se originan de precursores nucleados. En el embrión aparecen en el día 2 de incubación a partir del saco vitelino y en la médula ósea a partir del día 12. Se sabe muy poco sobre su sitio de origen en la médula ósea pero al parecer sería intrasinusoidal. Sus funciones hemostáticas en gran parte son análogas a las de las plaquetas de mamíferos. Además de estas funciones, los trombocitos son activos fagocitos dentro de la circulación. Por este motivo se los ha postulado como células activas en la defensa inespecífica, aunque este aspecto resulta aún muy controvertido (Claver, 2005)

Las medidas de los trombocitos de las águilas según su largo es va de  $9,01 \pm 1,71 \mu\text{m}$  por  $4,67 \pm 0,77 \mu\text{m}$  ancho y su núcleo es de  $5,51 \pm 0,79 \mu\text{m}$  de largo y  $3,60 \pm 0,71 \mu\text{m}$  de ancho.

### Megatrombocitos

Son células de gran tamaño, prácticamente del doble de tamaño que un trombocito, son redondas y presentan un núcleo ubicado en el centro. Algunos megatrombocitos pueden presentar



Fuente, imágenes 7.A, 7.B; Claver y Quaglia (2009)

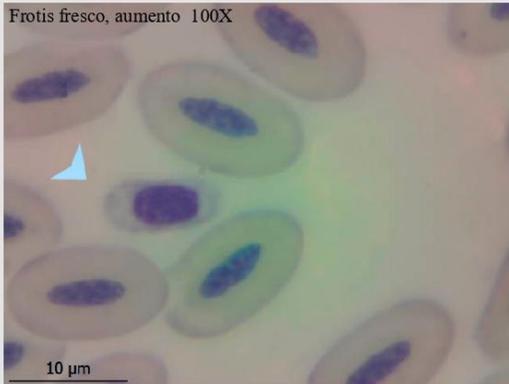


Figura 3.1. Trombocito elíptico (flecha celeste), rodeado de eritrocito; se aprecia su núcleo en el centro y citoplasma desplazado hacia ambos extremos. Identificación águila: CRAR 102 - 2AM.

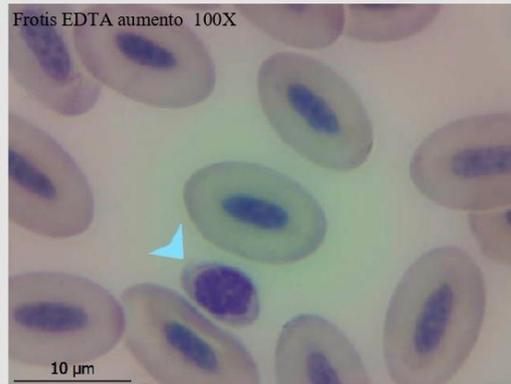


Figura 3.2. La flecha celeste indica un trombocito elíptico. Identificación águila: CRAR 107 - 8AM.

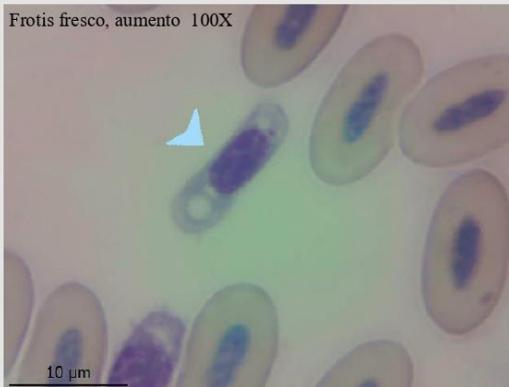


Figura 3.3. Flecha celeste indica un trombocito elíptico, con dos vacuolas, una en cada polo de su citoplasma. Identificación águila: CRAR 083 - 14AH.

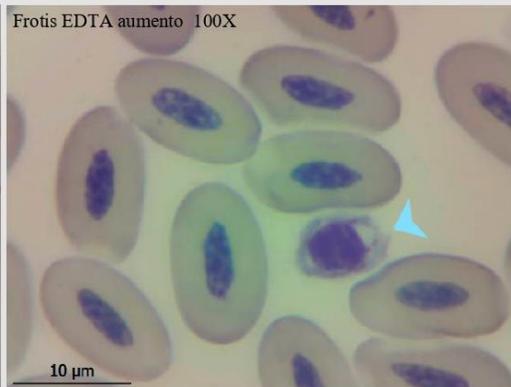


Figura 3.3. Flecha celeste indica un trombocito elíptico, con una vacuola en el extremo izquierdo. Identificación águila: CRAR 094 - 5sAH

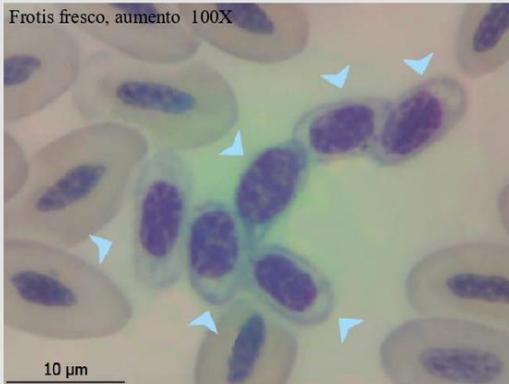


Figura 3.5. Se puede observar aglomeración de trombocitos elípticos (todos los trombocitos están indicados con flechas celestes). Identificación águila: CRAR 102 - 2AM.



Figura 3.6. La flecha celeste indica un trombocito elíptico con una deformación en forma de lágrima en uno de sus extremos bajo el hay un dacriocito. En ningún frotis con EDTA, se observan trombocitos elípticos aglomerados. Identificación águila: CRAR 110 - 12JH.

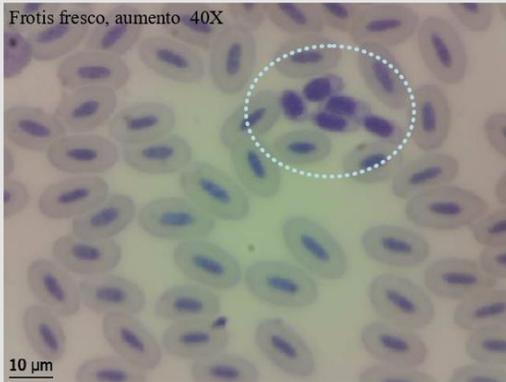


Figura 3.7. Campo observado en aumento 40X, se puede apreciar de mejor manera cuando ocurre una aglomeración de trombocitos (línea punteada celeste), fenómeno que ocurre principalmente en frotis frescos. Identificación águila: CRAR 102 - 2AM.

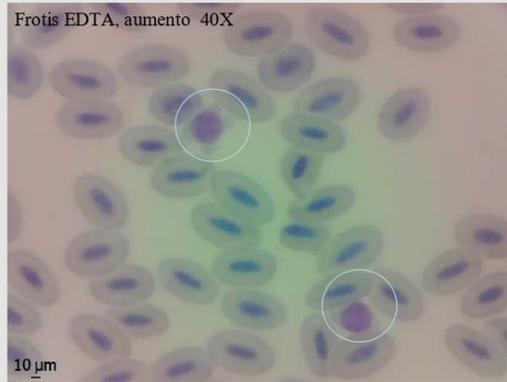


Figura 3.8. Campo en aumento 40X, frotis que antes de ser extendido su sangre estuvo preservada horas antes en un tubo con EDTA, acá no se aprecia aglomeración de trombocitos. Eritrocitos redondos (línea continua de color celeste) Identificación águila: CRAR 102 - 2AM.

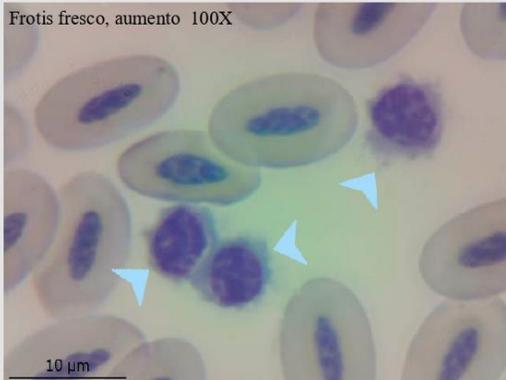


Figura 3.9. Trombocitos redondos (flechas celestes). Identificación águila: CRAR 093 - 6AH.

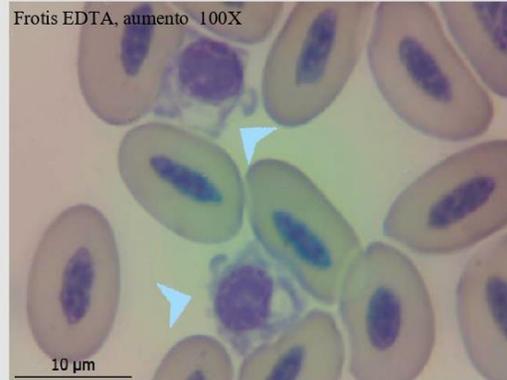


Figura 3.10. Trombocitos redondos (flechas celestes), con vacuolas en su citoplasma, Identificación águila: CRAR 094 - 5sAH

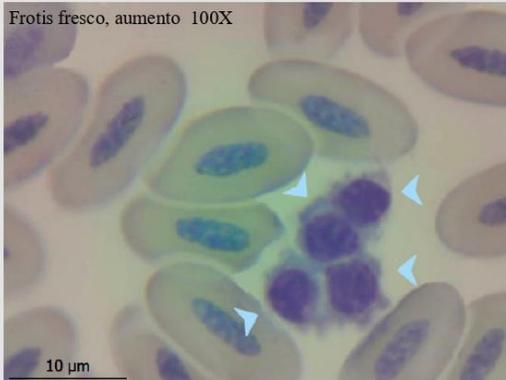


Figura 3.11. Flechas indican trombocitos redondos, los cuales se encuentran formando una aglomeración. Identificación águila: CRAR 091 - 7AM.

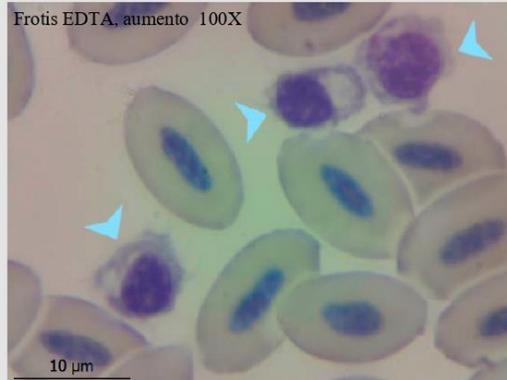


Figura 3.11. Dos trombocitos redondos juntos y uno un poco mas lejos, no se observan trombocitos redondos con grandes aglomeraciones en los frotis con EDTA. Identificación águila: CRAR 094 - 5sAH.

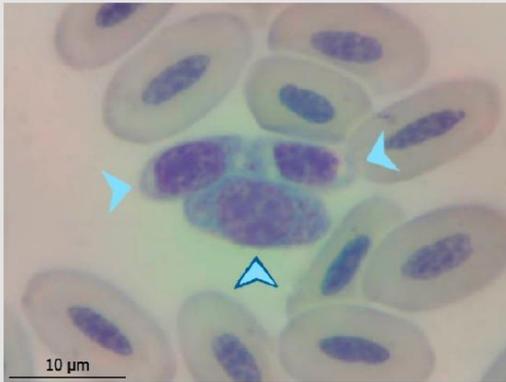


Figura 3.13. Las flechas apuntan tres trombocitos elípticos de diferentes tamaños, uno de ellos, el más grande es un megatrombocito (flecha celeste con contorno azul), en el cual su citoplasma se tiñó basófilo. Identificación águila: CRAR 095 - 1AM.

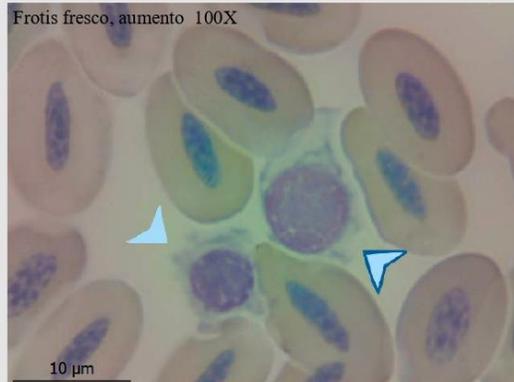


Figura 3.13. Las flechas apuntan dos trombocitos de diferentes tamaños, uno de ellos, el más grande es un megatrombocito (flecha celeste con contorno azul). Identificación águila: CRAR 095 - 1AM.

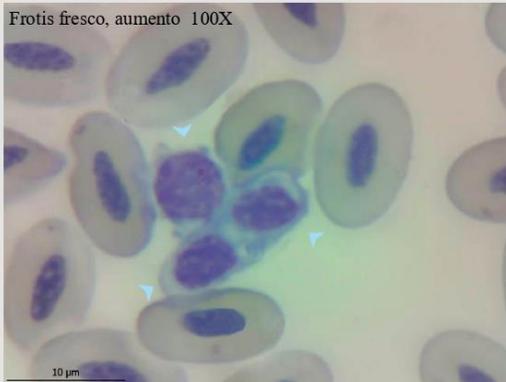


Figura 3.6. Aglomeración de trombocitos elípticos, dos de ellos presentan vacuolas en su citoplasma CRAR 094 - 5sAH

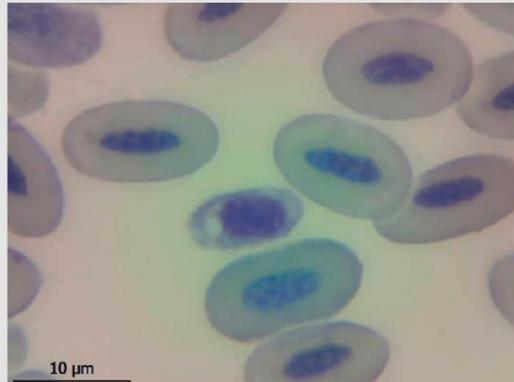


Figura 3.6. (Trombocito elíptico, presenta una vac, dos de ellos presentan vacuolas en su citoplasma CRAR 094 - 5sAH

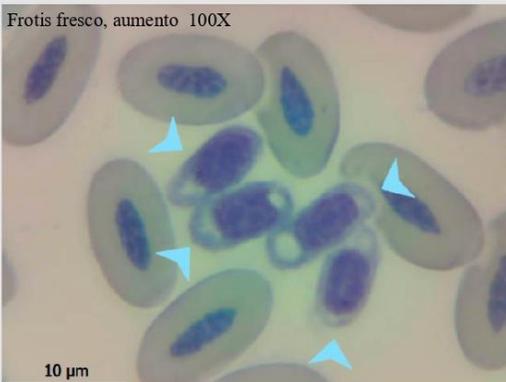


Figura 3.12. Tres trombocitos (flechas celestes), dos de los cuales son elípticos (células ubicadas en la parte inferior) y uno de ellos es un trombocito redondo (hacia superior). Identificación águila: CRAR - 6AH.093.

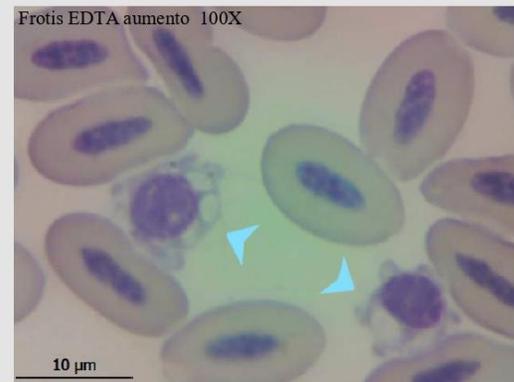


Figura 3.4. Las flechas celeste indica dos trombocitos redondos los cuales presentan pseudópodos y vacuolas, las cuales deforman por completo el citoplasma de las células. Identificación águila: CRAR 094 - 5sAH

## BIBLIOGRAFÍA

**BARGER, A.** 2010. Erythrocyte Morphology In: Weiss D y Wardrop J. Schalm's Veterinary Hematology. 6ª ed. Editorial Wiley-Blackwell. Singapur, Asia. pp 144-151.

**BROCKUS, C.; ANDREASEN, C.** 2005. Eritrocitos In: Patología clínica Veterinaria. 4ª ed. Editorial Multimédica Ediciones Veterinarias. pp 1-54. España

**CAMPBELL, T.; SMITH, S.; ZIMMERMAN, K.** 2010. Hematology of waterfowl and Raptors In: Weiss D y Wardrop J. Schalm's Veterinary Hematology. 6ª ed. Editorial Wiley-Blackwell. Singapur, Asia. pp 977-986

**CAMPUZANO, G;** 2008. Utilidad clínica del extendido de sangre periférica: los eritrocitos. Medicina & Laboratorio Volumen 14 (7-8). pp1-47

**CLAVER, J.; QUAGLIA, A.** 2009. Comparative Morphology, Development, and Function of Blood Cells in Nonmammalian Vertebrates.

**FLAMINI, M.** 2014. Sangre y sistema circulatorio In: Histología de las aves. Editorial Editorial Edulp. Universidad de la PLata. Buenos Aires. Argentina pp 65 – 119

**LEMA, E.** 2020. Clasificación morfológica eritrocitaria en pollos de engorde (*Gallus domesticus*) aparentemente sanos en condiciones de altitud. tesis de grado previa a la obtención de título Medica Veterinaria Zootecnista. Cuenca, Ecuador pp 1 - 115

**MACEDA-VEIGA, A.; FIGUEROLA, J.; MARTÍNEZ-SILVESTRE, A.; VISCOR, G.; FERRARI, N.; PACHECO, M.** 2015. Application of Hematology in wildlife monitoring and ecosystem health assessment. Elsevier. Volumen 514: 322-332

**MEYER, D.; HARVEY, D.** 2007. Medicina Laboratorial veterinaria: Interpretación y diagnosis. 3ª ed. Editorial IN-Multimédica Veterinarias. S.A. San Cugat del Vallés, Barcelona. España. pp1-84

**MITCHELL, E.; JOHNS, J.** 2008. Avian Hematology and Related Disorders Elsevier. Volumen 501-522. pp 502

**REAGAN, W.; IRIZARRY, A.; DENICOLA, D.** 2008. Veterinary Hematology, Atlas of common domestic and non-domestic species. 2ª ed. Editorial Wiley-Blackwell. 2121 State Avenue, Ames, Iowa, USA.

**THRALL, .** 2012. Erythrocyte morphology ***In:*** Veterinary hematology and clinical chemistry. 2ª ed. Editorial Wiley-Blackwell, Iowa, USA. pp 61 - 74

## CRÉDITOS

**Ilustración águila mora:** Mario García Soto

**Créditos fotográficos:** Andrés Fuentes; (<https://andresfuentes.art/crar>)



  
 F a c u l t a d  
**favet**  
Ciencias Veterinarias y Pecuarias  
Universidad de Chile

## ANEXO 2. TABLAS

Tabla 1. Precursores eritroides

Precursor eritroide	Características
Rubriblasto	Redondo o ameboide de gran tamaño. Cromatina nuclear formando reticulación laxa con acúmulos. Nucleolo grande. Citoplasma muy basofílico con espacios mitocondriales
Prorubricito	Redondo, de menor tamaño que el anterior, con acúmulos de cromatina nuclear. Nucleolo de menor tamaño, visible. Citoplasma basofílico
Rubricito	Redondo, pequeño. Núcleo relativamente pequeño con acúmulos de cromatina, ausencia de nucleolo. Citoplasma grisáceo o ligeramente eosinofílico
Metarubricito	Pequeño, redondeado o ligeramente oval. Núcleo redondeado o ligeramente ovalado y acúmulos irregulares de cromatina. Citoplasma grisáceo o rojo pálido
Policromatófilo	Citoplasma eosinofílico, núcleo de mayor tamaño que el de la célula madura, con acúmulos irregulares de cromatina. Con tinción supravital se observa una banda perinuclear formada por abundantes gránulos citoplasmáticos.

Fuente: Adaptado de Copete-Sierra, 2013.

**Tabla 2.** Historial de los ejemplares

<b><u>FORMULARIO DE REGISTRO COLECTIVO</u></b>	
<b>DATOS DEL ENCARGADO</b>	
Nombre:	
Funciones que realiza:	
Cantidad de trabajadores: (solo aquellos que mantienen contacto con águilas mora)	
<b>ANAMNESIS</b>	
<b>DATOS GENERALES</b>	
1. Origen de los animales	
2. Tiempo en el centro	
3. Manejos realizados	
<b>DETALLES CLINICOS GENERALES</b>	
1. Signos clínicos	
2. Duración del trastorno	
3. Actitud del o las aves	
4. Fármacos/tratamientos	
<b>ALIMENTACIÓN</b>	
1. Tipo de dieta	
2. Cambios de dieta	
3. Fuente y almacenamiento de los alimentos	
4. Apetito	
5. Frecuencia con la que alimentan	
<b>ALOJAMIENTO</b>	
(Descripción del recinto donde se mantienen los animales y cantidad de ejemplares en el recinto)	

Fuente: Adaptado de Samour (2010). Medicina aviaria, segunda edición.

**Tabla 3.** Ficha clínica

### IDENTIFICACIÓN DEL INDIVIDUO

Nº de anillo: \_\_\_\_\_

Código de identificación: \_\_\_\_\_

Sexo: \_\_\_\_\_

Edad: \_\_\_\_\_

**Medidas morfométricas**

Longitud ala: \_\_\_\_\_

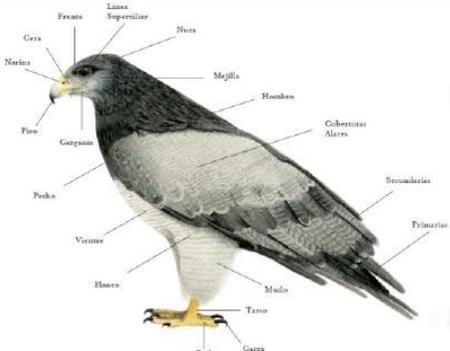
Longitud tarso: \_\_\_\_\_

longitud pico/ incluye cera: \_\_\_\_\_

longitud pico/ sin cera: \_\_\_\_\_

Longitud cola: \_\_\_\_\_

Longitud alar: \_\_\_\_\_




**FICHA CLÍNICA**

**Parámetros Clínicos**

Peso: \_\_\_\_\_

Auscultación cardiaca/FC: \_\_\_\_\_

Auscultación pulmonar/patrón: \_\_\_\_\_

Tº: \_\_\_\_\_

Estado de conciencia/Obs.

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

**Examen físico de cabeza**

Ojos: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Oídos: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Pico: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Mandíbula: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Cera: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Lengua, glotis y coana: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Otros: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

Derecho



Izquierdo



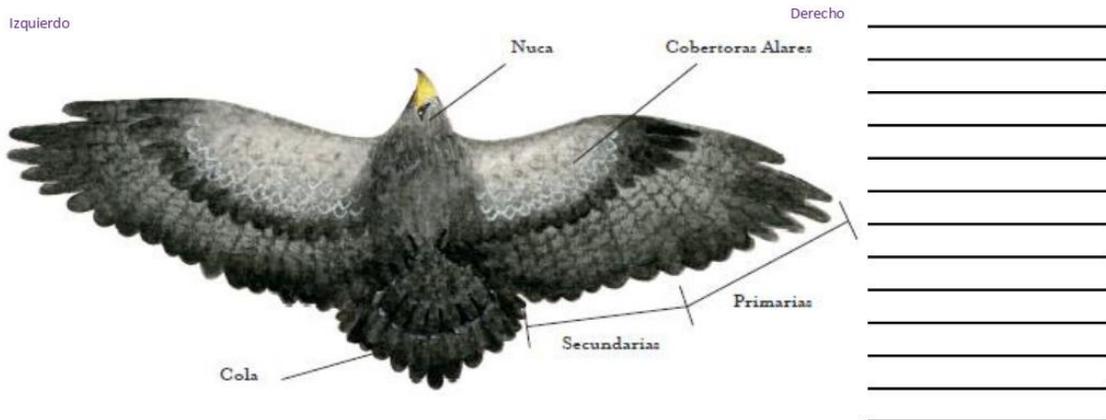
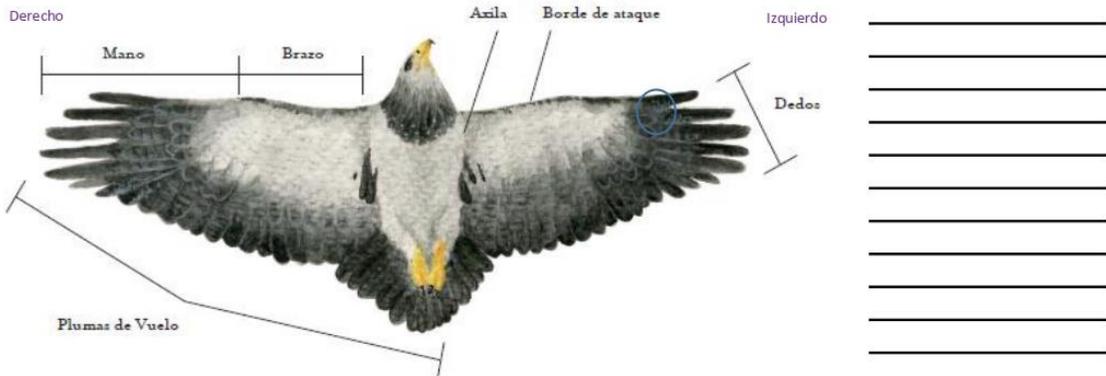
**Examen físico de cuerpo**

Cuello: \_\_\_\_\_

Buche: \_\_\_\_\_

Quilla/Score: \_\_\_\_\_

**Alas/Cola:**



Cavidad celomica: \_\_\_\_\_

**Examen físico de patas**

Pata derecha: \_\_\_\_\_

Pata izquierda: \_\_\_\_\_

Cloaca: \_\_\_\_\_

Fuente: Elaboración propia (2020). Imágenes de la ficha clínica “Aves rapaces de la Región Metropolitana de Santiago”, Alvarado *et al.*, 2015)

**Tabla 4.** Anamnesis colectiva

## **FORMULARIO DE REGISTRO COLECTIVO**

### DATOS DEL ENCARGADO

**Nombre:** Mauricio Del Valle, director ejecutivo CRAR

**Funciones que realiza:** Alimenta a todos los animales, limpia sus recintos y realiza algunos manejos como limado de pico y garras.

**Cantidad de trabajadores:** 12

### ANAMNESIS

#### **Datos generales**

- 1. Origen de los animales:** Zoológico Nacional, Unidad de Rehabilitación de fauna Silvestre (UFAS) y particulares.
- 2. Tiempo en el centro:** por lo menos un año (difícil saber con exactitud cada uno, porque no llevan registros).
- 3. Manejos realizados:** limado y corte de pico, limado de garras, desparasitaciones e injerto de plumas.

#### **Detalles clínicos generales**

- 1. Signos clínicos:** laceración en la cera de varios animales, pododermatitis, sobrecrecimiento de pico, algunos llegaron con su ala amputada.
- 2. Duración del trastorno:** meses (tampoco puede dar un tiempo exacto, porque no hay registros de cuando ocurre algún problema con los animales).
- 3. Actitud del o las aves:** atentas al medio, algunas son más agresivas que otras, hay una hembra que no puede estar en el recinto con otros animales, por lo que se mantienen sola, hay dos personas están autorizadas para manejarlas.
- 4. Fármacos/tratamientos:** de vez en cuando se realiza corte y limado de pico (tampoco tienen fecha de la frecuencia con que lo realizan).

### **Alimentación**

- 1. Tipo de dieta y frecuencia:** Pollitos de 1 día (a diario).
- 2. Cambios de la dieta:** de vez en cuando les dan palomas.
- 3. Fuente y almacenamiento de alimentos:** los pollitos de un día son donados por una institución, las palomas que se ofrecen son criadas para consumo de las aves rapaces (no silvestres), cualquiera de estos los mantiene en congelador.

### **Alojamiento**

Las águilas de exhibición se mantienen en jaulas grandes tipo túnel, confeccionadas con madera, malla kiwi y alambrados, cuyas medidas correspondientes al largo, ancho y alto son de 10 a 20 metros, 6 metros y 3 metros respectivamente. La mayoría de las águilas de exhibición comparte este recinto.

Una de las águilas (la más agresiva) la mantienen sola en una jaula de menor tamaño.

Existen otras jaulas de pequeño tamaño que se encuentran aisladas del resto de los recintos, aquí alojan los animales que recién llegan al centro para realizar una cuarentena, por el momento solo se encuentra un águila en periodo de cuarentena.

Además, hay 10 águilas que están en una jaula gigante (“el voladero”), las cuales están apartadas de las aves de exhibición, ya que, son las que están próximas a liberar.

Fuente: Adaptado de Samour (2010). Medicina aviaria, segunda edición.

**Tabla 5.** Check list, examen clínico

<b>CHECK LIST, EXAMINACIÓN FÍSICA</b>		
REGION/AREA	EVALUAR	ANORMALIDADES
<b>CABEZA</b>		
Boca (lengua, glotis y coana)	Color, secreciones	Palidez, secreciones, presencia de sangre, exudados o lesiones
Narinas	Secreciones	Descargas nasales, presencia de sangre, obstrucción
Cera	color, integridad	Hinchazón, heridas, color anormal según especie
Pico/mandíbula	integridad	Fracturas, desgaste excesivo, suciedad, grietas, pico de tijera
Oídos	integridad, secreciones	Parasitos, presencia de sangre
<b>OJO DERECHO E IZQUIERDO</b>		
Membrana nictitante	Integridad	Hinchazón, heridas, irritación
Cornea	Integridad	Ulceras
Camara anterior	Integridad	Hinchazón, material fibrinoso, coagulo sanguíneo
Cristalino	Integridad	Cataratas
<b>CUERPO</b>		
Molleja	Llena o vacia	
Cuello	Integridad	Heridas
Quilla	Integridad	Heridas
Score Quilla	3-4	1-2-5
Plumas	Integridad	Sucias, engrasadas, desilachadas
<b>ALA DERECHA E IZQUIERDA</b>		
Coracoides/escapula/clavicula	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
Húmero	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
Codo	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
Radio/ulna	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
Muñeca	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
Metacarpo	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
Plumas	Integridad	Sucias, deshilachadas, con las puntas rotas, sangre
<b>PATA DERECHA E IZQUIERDA</b>		
Femur	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
tibia/tarso	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
tarso/metatarso	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
"tobillo"	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón
Digitos/talones	Integridad	Fractura, heridas, enfisema, hinchazón

Fuente: Adaptado de Samour (2010). Medicina aviaria, segunda edición.

**Tabla 6.** Parámetros fisiológicos águila mora.

Provincia	Zoológico	Valor	F. Cardiaca (lat./min)	F. Respiratoria (resp./min)	Temperatura (°C)
Loja	Parque Orillas del Zamora y Yamburara (n=4)	Media	171,50	37,75	41,73
		Desviación estándar	16,54	3,50	0,57
		R. Mínimo	147,00	34,00	41,20
		R. Máximo	182,00	42,00	42,40
Pichincha	Quito en Guayllabamba (n=5)	Media	192,00	59,60	42,06
		Desviación estándar	18,55	12,84	0,44
		R. Mínimo	168,00	40,00	41,40
		R. Máximo	216,00	72,00	42,60
Tungurahua	San Martin (n=6)	Media	187,33	43,33	41,83
		Desviación estándar	27,99	5,89	0,73
		R. Mínimo	144,00	36,00	40,60
		R. Máximo	224,00	52,00	42,70

Fuente: Castillo 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.

**Tabla 7.** Desarrollo pectoral en aves, según *score*.

Score	Descripción
	Con una puntuación de 1, la masa muscular es claramente cóncava e inexistente y la quilla es extremadamente prominente.
	Con una puntuación de 2, la masa muscular se abulta ventralmente y es convexa.
	Con una puntuación de 3, la masa muscular se abulta ventralmente y es convexo.
	Con una puntuación de 4, sale la masa muscular casi horizontalmente desde el hueso de la quilla.
	Con una puntuación de 5, la masa muscular se eleva por el borde encima del hueso de la quilla, la cual no es palpable.

Fuente: Adaptado de Scott (2016). Raptor medicine, surgery and rehabilitation.

**Tabla 8.** Examen clínico de cada ejemplar (resumen)

IDENTIFICACIÓN		PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO	
N° de anillo: CRAR095	<b>Peso</b>	1.8 kilos	
Código de id.: 1+A+M	<b>FC</b>	332 l.p.m	
Sexo: macho	<b>T°</b>	42.6 °C	
Edad: -	<b>Score CC</b>	2/5 (esta escala no se ajusta, ya que, está entre 2 y 3)	
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>		<b>Obs:</b>	Cantidad moderada de ectoparásitos alrededor del oído derecho
Longitud ala: 59 cm			Presenta varias heridas superficiales en cera, zona superciliar izquierda y mandíbula (todas son heridas recientes)
Longitud tarso: 10,1 cm			Mala oclusión (ranfoteca), en zona mandibular también presenta una herida. Deshidratación moderada (saliva filante).
Longitud pico/incluye cera: -			Se palpa quilla de forma evidente, bajo desarrollo de musculatura.
Longitud pico/sin cera: 3,7 cm			Muda de sus plumas primarias, ala izquierda.
Longitud cola: 23 cm			En pata derecha presenta cicatriz de úlcera por pododermatitis al centro de la pata, pata izquierda presenta lo mismo, pero hacia lateral
		<b>Otros</b>	Se desparasita con selamectina a 23mg/kg
IDENTIFICACIÓN		PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO	
N° de anillo: CRAR102	<b>Peso</b>	1.7 kilos	
Código de id.: 2+A+M	<b>FC</b>	337 l.p.m (leve hipofonía cardiaca)	
Sexo: macho	<b>T°</b>	41.9 °C	
Edad: 14 años aprox.	<b>Score CC</b>	2/5	
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>		<b>Obs:</b>	Sobrecrecimiento de pico
Longitud ala: 50,5 cm – 19 cm (ala amputada)			Saliva filante (leve deshidratación).
Longitud tarso: 9.7 cm			Se palpa quilla de forma evidente, bajo desarrollo de musculatura pectoral
Longitud pico/incluye cera: 4.6 cm			Muda en cobertoras dorsales, presencia de sangre en ala izquierda
Longitud pico/sin cera: 3,3 cm			Falange del ala izquierda amputada, presencia de plumas de sangre en metacarpo izquierdo, falta de tensión en patagio derecho
Longitud cola: 22.3 cm			Hiperqueratosis en dedo posterior y presencia de sangre fresca en segundo dedo, pero no hay heridas
		<b>Otros</b>	Encargado del centro de rehabilitación realiza corte de pico
IDENTIFICACIÓN		PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO	
N° de anillo: CRAR088	<b>Peso</b>	2.75 kilos	
Código de id.: 3+A+H	<b>FC</b>	403 l.p.m	
Sexo: hembra	<b>T°</b>	41.8 °C	
Edad: -	<b>Score CC</b>	3/5	
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>		<b>Obs:</b>	Mucosas orales y coloración de los oídos pálidos (moderado)
Longitud ala: 57 cm			Presenta úlcera corneal en ojo izquierdo, reflejo de amenaza negativo
Longitud tarso: 11.2 cm			Presenta herida por captura en primera falange
Longitud pico/incluye cera: 5.6 cm			Hiperqueratosis en ambas patas

<b>Longitud pico/sin cera:</b> 4.1 cm <b>Longitud cola:</b> 26.5 cm	<b>Otros</b>	Se realiza test de fluoresceína para diagnosticar ulcera corneal Se desparasita con 23 mg/kg de selamectina Se realiza directo de escamas
<b>IDENTIFICACIÓN</b>	<b>PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO</b>	
<b>N° de anillo:</b> CRAR087	<b>Peso</b>	1.6 kilos
<b>Código de id.:</b> 4+sA+M	<b>FC</b>	342 l.p.m
<b>Sexo:</b> macho	<b>T°</b>	42 °C
<b>Edad:</b> 4 años aproximadamente	<b>Score CC</b>	3/5
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>	<b>Obs:</b>	Leve sobrecrecimiento de pico Lesión en cera, moderadamente profunda (se deforma presentando varias protrusiones hacia lateral izquierdo) Ectoparásitos en oído derecho Zona oral con alimento, mucosas levemente pálidas Plumas de color café en cobertoras alares de zona axilar y dorsal. Pluma secundaria derecha rota, primera pluma de metacarpo falángica en muda Flacidez en patagio
<b>Longitud ala:</b> 49 cm <b>Longitud tarso:</b> 10.2 cm <b>Longitud pico/incluye cera:</b> - <b>Longitud pico/sin cera:</b> 3.5 cm <b>Longitud cola:</b> 25 cm	<b>Otros</b>	Se desparasita con 23 mg/kg de selamectina Se realiza limpieza de la cera con solución de clorhexidina en heridas.
<b>IDENTIFICACIÓN</b>	<b>PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO</b>	
<b>N° de anillo:</b> CRAR094	<b>Peso</b>	2.9 kilos
<b>Código de id.:</b> 5+sA+H	<b>FC</b>	327 l.p.m
<b>Sexo:</b> hembra	<b>T°</b>	42.4
<b>Edad:</b> -	<b>Score CC</b>	3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, está entre 3 y 4)
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>	<b>Obs:</b>	Deshidratación moderada Presenta legua de aspecto "bífido" pero redondeado en los bordes debido a lesión antigua en lengua donde se pierde un pedazo de ella. Leve sobrecrecimiento de pico y desviación de la rinoteca hacia lado derecho. Sangre en plumaje, pero sin heridas, pérdida de integridad en plumas terciarias izquierdas, plumaje desmejorado en las tres primeras plumas.
<b>Longitud ala:</b> 50 cm <b>Longitud tarso:</b> 11.2 cm <b>Longitud pico/incluye cera:</b> 5.7 cm <b>Longitud pico/sin cera:</b> 4.2 cm <b>Longitud cola:</b> 28 cm	<b>Otros</b>	Sobrecrecimiento de uña de halux, y leve desviación de uña del halux derecho, además de hiperqueratosis leve en zona plantar en lado derecho. Encargado del centro de rehabilitación realiza corte de pico
*AGRESIVA*		
<b>IDENTIFICACIÓN</b>	<b>PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO</b>	
<b>N° de anillo:</b> CRAR093	<b>Peso</b>	2.2 kilos
<b>Código de id.:</b> 6+A+H	<b>FC</b>	315 l.p.m
<b>Sexo:</b> hembra	<b>T°</b>	42.4 °C
<b>Edad:</b> -	<b>Score CC</b>	2/5
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>	<b>Obs:</b>	Falta de integridad en gnanoteca derecha (se encuentra fisurada) Moderada deshidratación, mucosas muy pálidas Músculo pectoral con bajo desarrollo, se palpa fácilmente quilla
<b>Longitud ala:</b> 54 cm <b>Longitud tarso:</b> 11.2 cm		

<b>Longitud pico/incluye cera:</b> 5.8 cm <b>Longitud pico/sin cera:</b> 4.1 cm <b>Longitud cola:</b> 26 cm		Plumaje sucio (alas y cola), falta de integridad en cobertoras alares inferiores. Ausencia de plumas de ala derecha de 4°, 5°, 10°, 11° y 12°.
		Patagio izquierdo flácido
		Pododermatitis grado 2 en pata derecha, gran cantidad de descamación en ambas patas
		Cloaca sucia, pero sin evidencia de diarrea
	<b>Otros</b>	Doctor Sergio Alvarado realiza limado de pico para corregir fisura de gnanoteca
<b>IDENTIFICACIÓN</b>		<b>PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO</b>
<b>N° de anillo:</b> CRAR091	<b>Peso</b>	1.3 kilos
<b>Código de id.:</b> 7+A+M	<b>FC</b>	390 l.p.m
<b>Sexo:</b> macho	<b>T°</b>	42.5 °C
<b>Edad:</b> -	<b>Score CC</b>	3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, es un poco más de 3)
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>	<b>Obs:</b>	Leve cantidad de cerumen en oído derecho
<b>Longitud ala:</b> 48 cm <b>Longitud tarso:</b> 9.2 cm <b>Longitud pico/incluye cera:</b> - <b>Longitud pico/sin cera:</b> 3.8 cm <b>Longitud cola:</b> 24 cm		Sobrecrecimiento de pico
		Presenta lesión en la cera de origen traumático
		Muda en primaria y secundaria ala izquierda, plumas de la cola desmejoradas
	<b>Otros</b>	Encargado del centro de rehabilitación realiza corte de pico
<b>IDENTIFICACIÓN</b>		<b>PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO</b>
<b>N° de anillo:</b> CRAR 107	<b>Peso</b>	1.65 kilos
<b>Código de id.:</b> 8+A+M	<b>FC</b>	350 lpm
<b>Sexo:</b> macho	<b>T°</b>	42.5 °C
<b>Edad:</b> -	<b>Score CC</b>	2/5 (esta escala no se ajusta, ya que, está entre 2 y 3)
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>	<b>Obs:</b>	Ectoparásitos en oído derecho
<b>Longitud ala:</b> 50.4 cm <b>Longitud tarso:</b> 10.3 cm <b>Longitud pico/incluye cera:</b> 4.5 cm <b>Longitud pico/sin cera:</b> 3.5 cm <b>Longitud cola:</b> 23 cm		Sobrecrecimiento de pico, el pico se curva hacia la derecha de forma muy sutil, además le falta un trozo de gnanoteca e hiperqueratosis debajo de la nariz
		Presenta una especie de placa en la zona de la lengua hacia lateral izquierdo
		Leve hundimiento de ambos globos oculares, falta de musculatura en zona superciliar, presenta una lesión en párpado inferior derecho
		Ala derecha: amputación desde metacarpos hacia distal con primarias y secundarias sin desarrollo, se palpa evidencia de callo óseo entre húmero y radio, patagio laxo.
		Pododermatitis en dedo opuesto de pata derecha
		Pata izquierda: herida superficial a nivel de tibiotarso, aumento de volumen en zona entre metatarso-falángica, pododermatitis grado 1 en dedo opuesto y sobrecrecimiento de esa misma uña
	<b>Otros</b>	Se aplica selamectina 23mg/kg
	Encargado del centro de rehabilitación realiza corte de pico	
<b>IDENTIFICACIÓN</b>		<b>PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO</b>
<b>N° de anillo:</b> CRAR086	<b>Peso</b>	2.2 kg
<b>Código de id.:</b> 9+A+H	<b>FC</b>	315 l.p.m

<b>Sexo:</b> hembra	<b>T°</b>	42° C
<b>Edad:</b> -	<b>Score CC</b>	2/5 (esta escala no se ajusta, ya que, está entre 2 y 3)
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>	<b>Obs:</b>	Opacidad de color blanco en el canto lateral del ojo derecho, pero sin ulcera (cicatriz)
<b>Longitud ala:</b> 54.5 cm		Sobrecrecimiento de pico, zona mandibular lado derecho presenta mala oclusión, presenta sangre en zona oral
<b>Longitud tarso:</b> 10.8 cm		Se palpa quilla de forma evidente, bajo desarrollo de musculatura pectoral
<b>Longitud pico/incluye cera:</b> 5.2 cm		Muda de secundaria y terciaria en ala derecha, la primera primaria se encuentra torcida además esta misma pluma presenta líneas de estrés.
<b>Longitud pico/sin cera:</b> 4.1 cm		Zona plantar de ambas patas presentan pododermatitis grado 1 hacia lateral.
<b>Longitud cola:</b> 27 cm	<b>Otros</b>	Se realiza test de fluoresceína, negativo
		Encargados del centro de rehabilitación realizan limado y recorte de pico
<b>IDENTIFICACIÓN</b>	<b>PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO</b>	
<b>N° de anillo:</b> CRAR099	<b>Peso</b>	1.3 kilos
<b>Código de id.:</b> 10+A+M	<b>FC</b>	296 l.p.m
<b>Sexo:</b> macho	<b>T°</b>	42.4 °C
<b>Edad:</b> 4 años aproximadamente	<b>Score CC</b>	3/5(esta escala no se ajusta, ya que, en realidad está casi llegando a 3)
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>	<b>Obs:</b>	Oído izquierdo un poco de cerumen
<b>Longitud ala:</b> 46.7 cm		Sobrecrecimiento de pico
<b>Longitud tarso:</b> 10.4 cm		Presenta una lesión (antigua) en ambas ramas mandibulares
<b>Longitud pico/incluye cera:</b> 4.6 cm		Lesión en la cera de carácter traumática por choque en la jaula
<b>Longitud pico/sin cera:</b> 3.15 cm		Lesión en coana derecha, leve deshidratación, mucosas levemente pálidas
<b>Longitud cola:</b> 24.6 cm		Primarias sucias del ala izquierda, ausencia de la primera, quinta, sexta y séptima primaria
		Ausencia de la primera primaria, tercera primaria con muda retenida y curvadas hacia adentro, las plumas del álula del ala derecha
		Plumas de la cola desmejoradas
		Pata derecha, presenta perdida de integridad superficial (primera capa de la piel), en “rodillas” tiene heridas antiguas con pérdida de plumas hacia medial. Pata izquierda hiperqueratosis interdigital
	<b>Otros</b>	Encargados del centro de rehabilitación realizan recorte y limado de pico
<b>IDENTIFICACIÓN</b>	<b>PARÁMETROS FISIOLÓGICOS/ALTERACIONES AL EXAMEN FÍSICO</b>	
<b>N° de anillo:</b> CRAR085	<b>Peso</b>	2.3 kilos
<b>Código de id.:</b> 11+A+M	<b>FC</b>	385 l.p.m
<b>Sexo:</b> macho	<b>T°</b>	40.7 °C
<b>Edad:</b> 14 años aproximadamente	<b>Score CC</b>	3/5
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>	<b>Obs:</b>	Sobrecrecimiento de pico

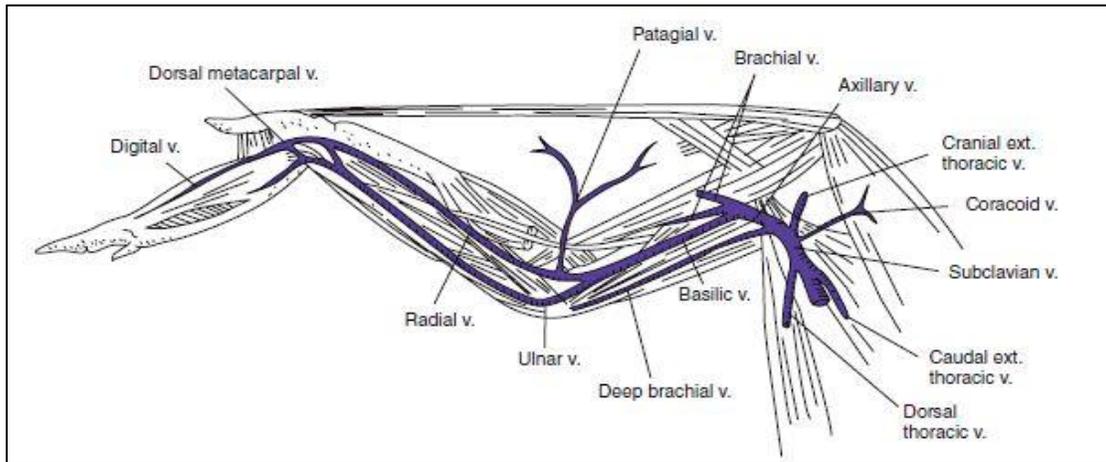
<b>Longitud ala:</b> 49 cm <b>Longitud tarso:</b> 9.8 cm <b>Longitud pico/incluye cera:</b> 4.9 cm <b>Longitud pico/sin cera:</b> 3.8 cm <b>Longitud cola:</b> 22 cm		De leve a moderada deshidratación
		Muda en segunda primaria
		Primer y cuarto dedo derecho e izquierdo presentan hiperqueratosis, pata izquierda más afectada
	<b>Otros</b>	Encargados del centro de rehabilitación realizan recorte de pico
<b>IDENTIFICACIÓN</b>		
<b>N° de anillo:</b> CRAR110	<b>Peso</b>	2.4 kilos
<b>Código de id.:</b> 12+J+H	<b>FC</b>	360 l.p.m
<b>Sexo:</b> membra	<b>T°</b>	41.6°C
<b>Edad:</b> 4 meses aproximadamente	<b>Score CC</b>	2/5
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>		
<b>Longitud ala:</b> 52.7 cm <b>Longitud tarso:</b> 10.7 cm <b>Longitud pico/incluye cera:</b> 4.6 cm <b>Longitud pico/sin cera:</b> 3.2 cm <b>Longitud cola:</b> 28.7 cm	<b>Obs:</b>	Primarias del ala derecha levente sucias
		Lesión costrosa en cera
		Mucosas pálidas, deshidratación moderada
	<b>Otros</b>	Primarias sucias
		Lesiones abrasivas en zona plantar de pata derecha e izquierda
<b>IDENTIFICACIÓN</b>		
<b>N° de anillo:</b> CRAR082	<b>Peso</b>	1.95 kilos
<b>Código de id.:</b> 13+sA+M	<b>FC</b>	342 l.p.m
<b>Sexo:</b> Macho	<b>T°</b>	41.5 °C
<b>Edad:</b> 3-4 años	<b>Score CC</b>	3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, en realidad está casi llegando a 3)
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>		
<b>Longitud ala:</b> 49.1 cm <b>Longitud tarso:</b> 9.4 cm <b>Longitud pico/incluye cera:</b> 4.3 cm <b>Longitud pico/sin cera:</b> 2.8 cm <b>Longitud cola:</b> 21.2 cm	<b>Obs:</b>	Sobrecrecimiento de pico
		Primera primaria borde de fuga con pérdida integridad y segunda y tercera pluma fracturada
	<b>Otros</b>	Encargados del centro de rehabilitación realizan limado y recorte de pico
<b>IDENTIFICACIÓN</b>		
<b>N° de anillo:</b> CRAR083	<b>Peso</b>	2.9 kilos
<b>Código de id.:</b> 14+A+H	<b>FC</b>	300 l.p.m
<b>Sexo:</b> hembra	<b>T°</b>	40.5 °C
<b>Edad:</b> -	<b>Score CC</b>	3/5 (esta escala no se ajusta, ya que, en realidad está casi llegando a 3)
<b>MEDIDAS MORFOMÉTRICAS</b>		
<b>Longitud ala:</b> 55,1 cm <b>Longitud tarso:</b> 10,4 cm <b>Longitud pico/incluye cera:</b> 5 cm <b>Longitud pico/sin cera:</b> 3,5 cm <b>Longitud cola:</b> 24,1 cm	<b>Obs:</b>	Sobrecrecimiento de pico y cera se deforma quedando protuberante
		Primarias en mudas, 4 y 6 secundarias presentan falta de integridad en zona distal de la pluma
		Lesión costrosa en falange
		Tercer dedo presenta lesión costrosa, en zona plantar hay hiperqueratosis (pododermatitis grado uno en planta)
<b>Otros</b>		Encargados del centro de rehabilitación realizan recorte y limado de pico

**Tabla 9.** Aspectos morfológicos a describir

TIPOS CELULARES	ASPECTOS A DESCRIBIR										OTROS Inclusiones nucleares/ cuerpo granular central/vacuolas
	Tamaño	Forma	Color del	Color	Forma	Cantidad	Tamaño	Color	Forma	Posición	
	de la célula		citoplasma	de gránulos	presentes en citoplasma		del núcleo				
Eritrocitos	Sí	Sí	Sí	No aplica	No aplica	No aplica	Sí	Sí	Sí	Sí	Presencia/ausencia
Heterófilos	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Presencia/ausencia
Eosinófilos	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Presencia/ausencia
Basófilos	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Sí	Presencia/ausencia
Linfocitos	Sí	Sí	Sí	No aplica	No aplica	No aplica	Sí	Sí	Sí	Sí	Presencia/ausencia
Monocitos	Sí	Sí	Sí	No aplica	No aplica	No aplica	Sí	Sí	Sí	Sí	Presencia/ausencia
Trombocitos	Sí	Sí	Sí	No aplica	No aplica	No aplica	Sí	Sí	Sí	Sí	Presencia/ausencia

Fuente: Elaboración propia (2020).

### ANEXO 3. FIGURAS



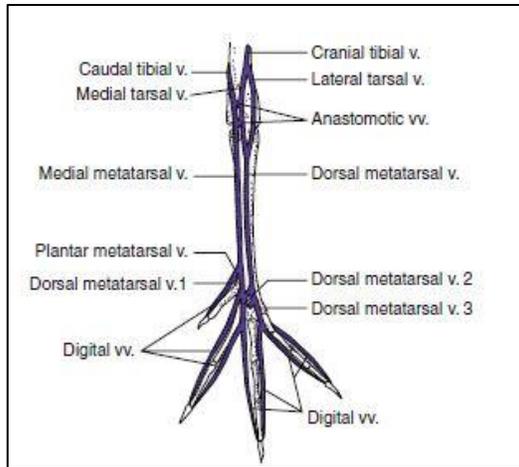
**Figura 1.** Venas de los miembros pectorales

Fuente: Clark *et al.*, 2009. Atlas of clinical avian hematology.



**Figura 2.** Vena basilíca del águila mora

Fuente: Castillo 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.



**Figura 3.** Venas de la extremidad pélvica, vista dorsal.

Fuente: Clark *et al.*, 2009. Atlas of clinical avian hematology.



**Figura 4.** Recinto de exhibición



**Figura 5.** Recinto de exhibición



**Figura 6.** Recinto de cuarentena



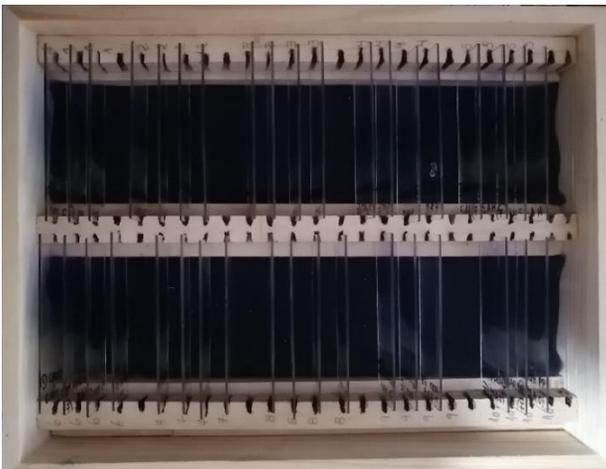
**Figura 7.** Caperuza mediana



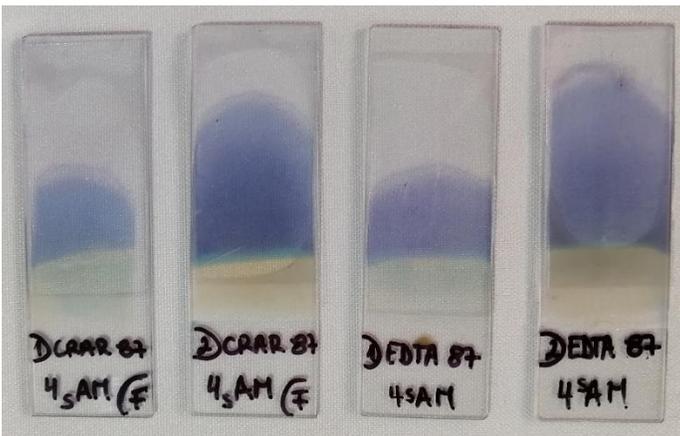
**Figura 8.** Caperuza grande



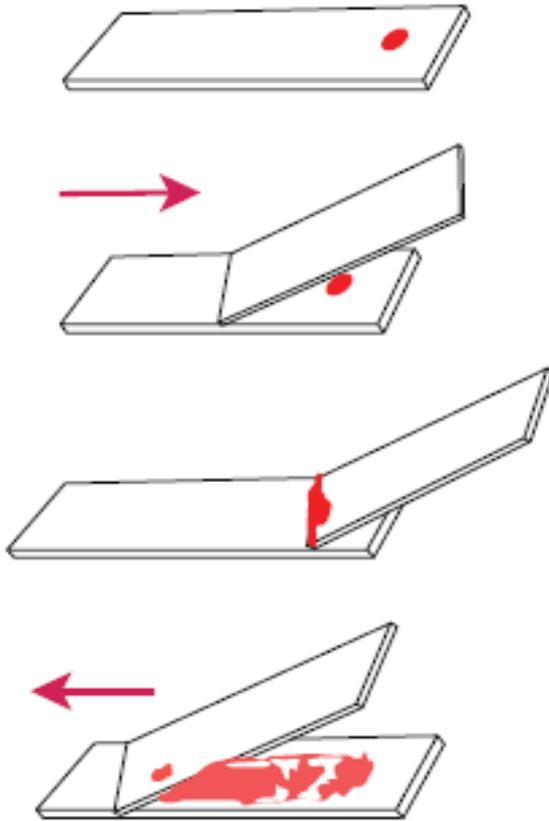
**Figura 9.** Caja contenedora de frotis



**Figura 10.** Caja contenedora de frotis, con frotis

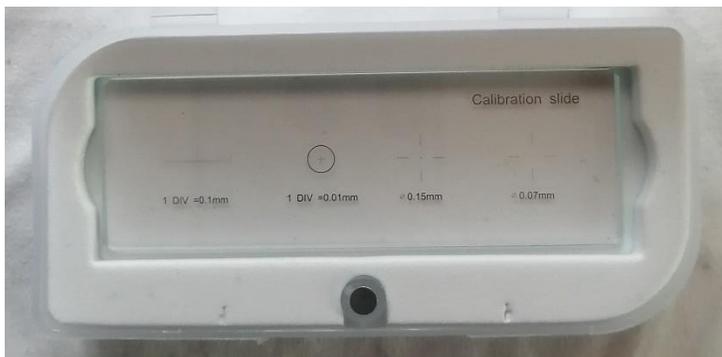


**Figura 11.** Rotulación de los frotis



**Figura 12. Técnica de extensión de frotis sanguíneo**

Fuente: Scott 2016. Raptor medicine, surgery and rehabilitation.



**Figura 13. Calibrador microscopio**

## ANEXO 4. CERTIFICADO DE BIOÉTICA



Santiago, 5 de octubre de 2021

Certificado N°: 21495 – MED – UCH

### CERTIFICADO

El Comité Institucional de Cuidado y Uso de Animales (CICUA) de la Universidad de Chile, certifica que en el Protocolo **CBA 1184 FMUCH** del Proyecto de Investigación titulado **“Descripción morfológica de células sanguíneas en Águilas (*Geranoaetus melanoleucus*) en proceso de Rehabilitación”** de la investigadora **Srta. Camila Arancibia**, tesista de pregrado, Medicina Veterinaria, Universidad de Chile y del patrocinante **Dr. Sergio Alvarado**, Profesor Asociado, Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, no se plantean acciones en sus procedimientos que contravengan las normas bioéticas de manejo y cuidado de animales. Así mismo, la metodología experimental planteada satisface lo estipulado en el Programa Institucional de Cuidado y Uso de Animales de la Universidad de Chile.

Los investigadores se han comprometido a la ejecución de este proyecto dentro de las especificaciones señaladas en el protocolo revisado y autorizado por el CICUA, a mantener los procedimientos experimentales planteados y a no realizar ninguna modificación sin previa aprobación por parte de este Comité.

Se otorga la presente certificación para el uso de **25 muestras de sangre**, obtenidas de **25 ejemplares de Águila mora**, especie *Geranoaetus melanoleucus*, provenientes del Centro de Rehabilitación de Aves Rapaces, comuna de Talagante, Región Metropolitana, desde **octubre 2021** hasta **marzo 2022**, tiempo estimado de ejecución del estudio, el cual será financiado por financiamiento propio con aportes de la estudiante, del Dr. Alvarado y del Dr. Eduardo Álvarez del Instituto de Ciencias Biomédicas en lo relacionado a materiales de laboratorio.

*El CICUA de la Universidad de Chile, forma parte de la Vicerrectoría de Investigación y Desarrollo, y está constituido por 53 miembros: 5 médicos veterinarios, 39 académicos (12 de ellos médicos veterinarios), y 9 miembros no asociados a la academia o investigación, y que cuentan con experiencia en bioética relacionada a mantención y uso de animales. El certificado que emite el Comité procede de la aprobación del “PROTOCOLO PARA USO DE MUESTRAS DE ORIGEN ANIMAL” después de un estudio acucioso y de la acogida de los investigadores de las observaciones exigidas por el Comité.*



Claudia Delgado Acevedo  
Directora Ejecutiva  
CICUA – VID  
Universidad de Chile



Dr. Emilio Herrera Videla  
Presidente  
CICUA - VID  
Universidad de Chile