
EL LABORATORIO CLÍNICO EN HEMATOLOGÍA DE AVES EXÓTICAS

Carlos Fernando Gálvez Martínez¹
Ginés Fernando Ramírez Benavides¹
José Henry Osorio²

RESUMEN

El empleo de las técnicas de laboratorio en la práctica veterinaria, es una herramienta indispensable que aporta información valiosa en el momento de confirmar un diagnóstico. El hemograma es uno de los estudios de rutina con mayor importancia. Los parámetros normales en el hemograma, pueden ser un indicador del buen estado de salud del animal. Sin embargo, un hemograma normal, no excluye la posibilidad de que el ave sea un portador asintomático de entidades como la psitacosis, enfermedades víricas, o infecciones localizadas. La presente revisión analiza la información relacionada con el papel del laboratorio clínico en la hematología aviar.

Palabras clave: aves, glóbulos rojos, glóbulos blancos, plaquetas, análisis por laboratorio.

THE CLINIC LABORATORY IN HEMATOLOGY OF EXOTIC BIRDS

ABSTRACT

The use of laboratory techniques in veterinary practice is an indispensable tool which renders valuable information for the confirmation of a diagnosis. The blood analysis is one of most important routine analysis, since normal parameters can be a good indicator of good animal health. However, a normal blood analysis does not exclude the possibility that a bird is carrying entities such as psittacosis, virus diseases, or localized infections. The present review analyses the information related to the role of the clinical laboratory in bird hematology.

Key words: birds, red blood cells, white blood cells, platelets, laboratory analysis.

Abreviaturas: HTO: Hematocrito; RTL: Recuento Total de Leucocitos; HET: Heterófilos; EOS: Eosinófilos; BAS: Basófilos; MON: Monocitos; LIN: Linfocitos; RTE: Recuento Total de Eritrocitos.

¹ Departamento de Salud Animal, Universidad de Caldas.

² Departamento de Ciencias Básicas de la Salud, Laboratorio de Bioquímica Clínica y Patología Molecular. Universidad de Caldas.

INTRODUCCIÓN

Hay tres tipos de las células que se evalúan en el hemograma; los glóbulos rojos o eritrocitos, los glóbulos blancos o leucocitos, y los trombocitos o plaquetas que son estructuras producidas en la medula ósea mediante el proceso de fragmentación citoplasmática y que juegan un papel muy importante en la homeostasis (1-3). Además, el plasma (la parte no-celular de sangre) es examinado para determinar color, proteína, y la presencia de parásitos (4-6).

La serie roja proporciona el valor del hematocrito, es decir, el porcentaje de eritrocitos en la sangre, así como la concentración de hemoglobina expresada en g/dl. Además aporta el recuento total de eritrocitos, es decir, la cantidad total de eritrocitos circulantes por microlitro de sangre (7-9).

Los índices eritrocitarios son determinados según cálculos matemáticos: al dividir el hematocrito por el recuento eritrocitario, multiplicarlo por 10 y expresarlo en fentolitros, obtenemos el volumen corpuscular medio de eritrocitos, si el valor está aumentado se denomina macrocito, si está disminuido es microcito y si está en el rango normal se denomina normocito.

El peso de la cantidad de hemoglobina que en promedio tiene un eritrocito, se determina dividiendo la hemoglobina por el recuento de eritrocitos y multiplicándolo por 10, expresado en picogramos; y la concentración de hemoglobina por unidad de volumen de eritrocitos, se determina dividiendo el valor de la hemoglobina por el hematocrito y multiplicándolo por 100, se expresa en gramos por decilitros, e indica si el contenido de hemoglobina es reducido (hipocrómico) o normal (normocrómico) ya que es imposible tener una elevación verdadera de hemoglobina (10-12).

La serie blanca, nos muestra el recuento total de leucocitos y el recuento diferencial de leucocitos; hay cinco leucocitos básicos en todas las

especies: neutrófilos (mamíferos) o heterófilos (no mamíferos), eosinófilos, basófilos, linfocitos y monocitos. En no mamíferos puede ser difícil ocasionalmente distinguir entre los heterófilos y los eosinófilos. Además, los linfocitos pueden ser confundidos con los trombocitos. Sin embargo, al hacer el examen de la película de sangre periférica reducirá al mínimo esta confusión (13-15).

Dado que todas las células sanguíneas de las aves son nucleadas, los contadores electrónicos de células sanguíneas no pueden emplearse en el estudio del leucograma en hematología aviar, aunque ya existen contadores automatizados (equipo de conteo de impedancia standard) con limitaciones por sus altos costos (16). Entre los anticoagulantes usados en hematología aviar se encuentra el EDTA, quien afecta poco la morfología celular, a diferencia de la heparina y produce menos artefactos en la tinción. Es el anticoagulante de elección en hematología si el almacenamiento de la muestra no es prolongado y se mezcla a razón de 1-2 mg por ml de sangre (17). No obstante, en aves muy pequeñas o muestras insuficientes el EDTA produce hemólisis y en estos casos es preferible el envío de capilares heparinizados junto con una extensión de sangre para el estudio hematológico (17).

MORFOLOGÍA COMPARATIVA DE LA CÉLULA EN LA PELÍCULA PERIFÉRICA DE LA SANGRE DE LOS ANIMALES EXÓTICOS Y NATIVOS

Es usada particularmente para investigar enfermedades individuales, aunque puede ser útil en poblaciones en complemento con otras técnicas como la necropsia. La investigación hematológica es esencialmente similar para toda la especie, aunque la presencia de eritrocitos y de trombocitos nucleados en no mamíferos requiere la alteración de la medida de la hemoglobina y de la cuenta de la célula ya que se puede causar una

cierta confusión en la identificación de células en películas periféricas de la sangre. El examen de las películas de la sangre es un componente importante de la investigación hematológica y proporciona una información útil en alteraciones celulares, aunque la interpretación es esencialmente similar para toda la especie, en concordancia con sus funciones específicas. Aunque la ocurrencia de eritrocitos nucleados en especies no mamíferas hace que las muestras tengan que ser centrifugadas previamente a la medición de la hemoglobina, pues es necesario para que al romperse la célula la hemoglobina reacciona con el cianuro de potasio, formando la metahemoglobina medible por la fotometría (18).

LAS CÉLULAS SANGUÍNEAS DE LAS AVES

Las Tablas 1, 2 y 3 muestran las principales características morfológicas, los rangos hematológicos y los valores de referencia para las células sanguíneas de las aves.

Leucocitos: los glóbulos blancos forman parte de la defensa del cuerpo o sistema inmune. Hay cinco tipos encontrados en aves. Heterófilos, eosinófilos y basófilos son conocidos como granulocitos porque todos contienen gránulos en su citoplasma. Muchos granulocitos aviares poseen un núcleo polimórfico semejante a los granulocitos mamíferos. Todas estas células se producen en la médula ósea. Los linfocitos y los monocitos son conocidos como leucocitos mononucleares. Los monocitos aviares son semejantes a monocitos mamíferos y se pueden diferenciar de otros leucocitos, tal como linfocitos, por su citoplasma más abundante y la presencia de vacuolas citoplasmáticas, aunque no siempre son vacuolados. Estos dos tipos de células tienen un sólo núcleo y no contiene gránulos en su citoplasma (19, 20). La variabilidad en las cuentas leucocitarias puede ocurrir como resultado del método utilizado, colección de la muestra y preparación, así como

la utilización correcta de parámetros como el tiempo y la temperatura. El método de conteo manual de leucocitos aviares es el utilizado normalmente, este método hematocitométrico directo involucra una dilución de la muestra de sangre con Natt y la solución de Herrick's; la solución tiñe los diferentes tipos celulares para su posterior conteo. Otro método usado es el Unopette (Tabla 4). El conteo total leucocitario es calculado de la película de sangre que involucra, contando todos los leucocitos en varios campos de alto poder microscópico y multiplicando el total por un factor específico, siendo confiable cuando la mancha de sangre es uniforme (21).

La leucocitosis ocurre en pájaros como resultado de enfermedades o estrés, así como desórdenes degenerativos o neoplásicos. La leucocitosis de estrés ocurre en aves como guacamayos, cacaúas, loros grises africanos. Las observaciones clínicas indican que esos niveles leucocitarios pueden aumentar notablemente en pájaros excitados comparados con muestras tomadas cuando el paciente está en "reposo"; además, pueden observarse "hemogramas de estrés" cuando los pájaros se han tratado con corticoesteroides. Las aves juveniles demuestran una gran variabilidad en el conteo leucocitario total entre los 4 y 6 meses de edad, siendo comunes los niveles elevados que deben interpretarse con cautela porque el ave puede estar normal. La leucocitosis moderada pone en correlación infecciones de origen bacteriano, fúngico y elevaciones moderadas pueden ser causadas por enfermedades granulomatosas y algunas fases de septicemia. El conteo leucocitario alto (superior a 60.000 cel/ μ l) puede darse por procesos inflamatorios que podrían involucrar agentes infecciosos, como en la clamydiasis activa (sobretudo en guacamayos), aspergillosis o tuberculosis; el rango más alto del conteo leucocitario total varía con la especie, estando la leucemia incluida dentro del diagnóstico diferencial del alto conteo leucocitario. La leucopenia debe interpretarse junto con un conocimiento de referencia de las especies

examinadas. Los pájaros más pequeños tienden a tener normalmente bajos conteos leucocitarios; se debe tener en cuenta que en cualquier especie, un conteo leucocitario total menor a 300 cel/ μ l es considerado anormalmente bajo (21). El diagnóstico diferencial primario de la leucopenia aviar es el origen de la muestra, la sangre entera que se coagula antes de introducir los elementos anticoagulantes, reduce el conteo. La lisis leucocitaria antes del análisis originado por una muestra excesiva y el tiempo de almacenamiento prolongado pueden producir pseudoleucopenia. Las muestras con sangre de pobre calidad despliegan a menudo un alto porcentaje de leucocitos rotos o "células espumosas" que indican leucopenia cuando el conteo se realiza en placa. La leucopenia usualmente se presenta en altas infecciones bacterianas en enfermedad viral severa, o en algunas sustancias tóxicas (22). En la sepsis bacteriana un cambio degenerativo izquierdo se transforma en heteropenia; las pocas células que se observan normalmente son los linfocitos. Dependiendo de la cronicidad de la sepsis, la leucopenia puede acompañarse por anemia no

regenerativa. Un rasgo de leucopenia bacteriana es la presencia de bacterias intracelulares, que pueden verse en el citoplasma de heterófilos o monocitos. Las presentaciones clásicas incluyen: septicemia por mordedura de gato (*Pasteurella* sp.), sepsis por focos abscedados (*Staphylococcus* sp., *Pseudomonas* sp., *Salmonella* sp., *coliformes*), y sepsis secundaria a una aparente inmunosupresión viral. La leucopenia viral puede ser similar, sólo que las bacterias intracelulares están ausentes y los bajos niveles leucocitarios pueden verse en el período neonatal. La leucopenia puede estar presente con el herpesvirus del psittácido (enfermedad de pacheco), aunque la muerte en el período agudo es muy común en esta enfermedad, las muestras post-mortem raramente se realizan (23). El conteo normal leucocitario puede ocurrir en enfermedades de compromiso inmunosupresivo aviar, infección crónica de bajo grado y en aves con enfermedad degenerativa o con un desorden neoplásico. El clínico debe evaluar los cambios morfológicos leucocitarios y diferenciar el conteo al interpretar un nivel leucocitario normal en el ave enferma (24).

Tabla 1. Morfología de células sanguíneas en las aves (21).

Eritrocitos	La célula madura es oval o elíptica, con citoplasma anaranjado, núcleo oval de color púrpura situado centralmente. Las formas inmaduras son más redondeadas y con citoplasma azulado (basófilo). En aves sanas son frecuentes formas juveniles.
Leucocitos	
Heterófilos	Gránulos alargados o redondeados y en algunos casos eosinófilos. Citoplasma incoloro.
Eosinófilos	Gránulos redondos, eosinófilos y refráctiles. Citoplasma azulado, meramente granuloso. Las rapaces sanas poseen un número elevado de eosinófilos.
Basófilos	Célula de pequeño tamaño con gránulos intensamente basófilos.
Monocitos	Forma irregular. Núcleo redondo, bilobulado, normalmente excéntrico; citoplasma azul-gris, finamente granuloso o vacuolado.
Linfocitos	Núcleo normalmente redondo y central, con cromatina condensada. Alto radio núcleo/citoplasma (escaso citoplasma). Citoplasma basófilo. Se diferencian tres poblaciones celulares (medianos, pequeños y grandes).
Trombocitos	Citoplasma claro o ligeramente azulado. Núcleo oscuro. Pueden observarse gránulos de color magenta. Menor tamaño que el eritrocito.

Tabla 2. Rangos hematológicos en aves (17).

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

Tabla 3. Valores de referencia de parámetros hematológicos en algunas especies de aves (49).

	<i>HTO</i> (%)	<i>RTL</i> (10 ³ / μl)	<i>HET</i> (%)	<i>EOS</i> (%)	<i>BAS</i> (%)	<i>MON</i> (%)	<i>LIN</i> (%)	<i>RTE</i> (10 ⁴ /μl)
YACO	43-55	5-11	45-75	0-2	0-5	0-3	20-50	2,5-4,5
AMAZONAS	45-55	6-11	30-75	0-1	0-5	0-3	20-65	2,5-4,5
CACATUAS	40-55	5-11	45-75	0-2	0-5	0-4	20-50	2,5-4,5
GUACAMAYOS	42,5 30,4- 54,6	14 4-24	28-95 28-95	1-5	2-5	1-15	2-72	3,2 2,16-4,2
CANARIO	45-60	4-9	20-50	0-1	0-5	0-1	40-75	2,5-4,5
PERIQUITO	45-57	3-8	45-70	0-1	0-5	0-1	40-75	2,5-4,5
CAROLINA	45-57	5-10	40-70	0-2	0-6	0-2	25-55	2,5-4,7

Tabla 4. Método unopette para recuento de leucocitos (21).

Se trata de un método indirecto. La floxina B tiñe específicamente heterófilos y eosinófilos.
Llenar la pipeta Unopette con sangre (25 μl).
Mezclar durante menos de 5 minutos, desechar las primeras gotas, cargar la cámara de recuento y esperar 5 minutos.
Contar los leucocitos granulocitos en todo el retículo a ambos lados de la cámara de recuento. Los heterófilos, eosinófilos se tiñen de color rojo-anaranjado y aparecen redondos y refráctiles.
Realizar el recuento diferencial a partir de la extensión.
<p>Recuento Total de Leucocitos (por μl) = Número de células teñidas contadas x 1,1 x 16 x 100</p> <hr/> <p>% Heterófilos + % Eosinófilos</p>

Heterófilos: los heterófilos son los leucocitos más frecuentemente observados en un hemograma aviar; el heterófilo se parece al neutrófilo mamífero en su función; son móviles y pueden salir a vasos sanguíneos para atacar los materiales extraños. La heterofilia absoluta es a menudo la que contribuye a la leucocitosis primaria, y la heterofilia por estrés sucede por las mismas razones que la leucocitosis por estrés y puede aparecer en procesos inflamatorios e infecciosos agudos (25).

Eosinófilos: el eosinófilo es semejante en apariencia al heterófilo pero puede ser diferenciado por su forma redondeada, núcleo claro, el color y la forma de sus gránulos en el citoplasma y además las manchas en el núcleo son más oscuras provocando un contraste citoplasmático. Los eosinófilos se encuentran en números muy pequeños con relación al porcentaje normal considerado para ser 0-2%. La función del eosinófilo aviar es poco clara; sin embargo, un número aumentado de ellos se asocian típicamente con infecciones parasitarias, con las reacciones alérgicas, y con un daño significativo en los tejidos; los cambios en la morfología de la célula tienen poca utilidad (26).

Los eosinófilos son raros en el hemograma de muchas especies de aves y son comunes en otras; la eosinofilia es un cambio relativo que refleja un aumento en el porcentaje, no necesariamente el número absoluto de eosinófilos en la circulación. El eosinófilo puede observarse en una gran variedad de parasitismos de tracto alimentario incluso en giardiasis, ascaridiasis, y cestodiasis, pero no es hallazgo común. La sospecha de alergia, condiciones no parasitarias como dermatitis alérgica o hipersensibilidad respiratoria pueden acompañarse por altos cambios histopatológicos pero no están asociados con eosinofilia periférica. La eosinopenia no se documenta bien; en aves normales los eosinófilos periféricos son raros (27).

Basófilos: los basófilos aunque menos raros que los eosinófilos en sangre periférica del

ave, aparecen en estados inflamatorios luego de la migración heterofílica. Normalmente, los basófilos del ave se parecen a su contraparte mamíferos, pero la variabilidad en la apariencia ocurre entre las diferentes especies de aves (28). Los basófilos son fáciles de identificar a causa de sus gránulos (manchas oscuras) en el citoplasma (deben diferenciarse de los heterófilos tóxicos), se encuentran en números pequeños con una gama normal de 0-5%. La función exacta de los basófilos se desconoce. Su número aumentado a menudo se asocia con enfermedades crónicas; también aparecen en etapas tempranas de la inflamación (29). La basofilia se observa en pájaros con infecciones respiratorias o en la resolución del tejido afectado; la basopenia no se documenta bien pero muchos de los hemogramas de aves normales no muestran basófilos. La morfología anormal se limita a la degranulación; y la importancia clínica es desconocida (30).

Linfocitos: los linfocitos se encuentran en más alta frecuencia que los otros leucocitos, excepto los heterófilos. Hay dos clases: linfocitos T (se forman en el timo) que atacan las células infectadas o anormales, y linfocitos B (se forman en la bolsa de Fabricio) que producen anticuerpos (31). Son una parte muy importante del sistema inmune de las aves, siendo la proporción normal de linfocitos del 20-50%, variando entre las diferentes especies. Algunas especies de aves son "linfocíticas", incluso los loros del Amazonas y aves passeriformes (32). La linfocitosis no es común. Una relación aparente de linfocitosis es normal para algunas especies de aves con una proporción baja de heterófilo/linfocito como los loros de Amazonas y canarios. La linfocitosis absoluta puede indicar leucemia linfocítica, particularmente cuando el conteo total es muy alto y los cambios morfológicos son sugestivos; también se observa en algunas fases de infección clamidial y viral. A su vez una linfopenia relativa puede ocurrir con una marcada heterofilia, o en infecciones víricas agudas. En realidad, los heterófilos están presentes en gran número de tal manera que la

medición relativa de linfocitos puede presentar una marcada disminución (33).

Monocitos: los monocitos son las células móviles que pueden emigrar utilizando sus movimientos para cumplir con la función de fagocitosis. Estas son las células más grandes de la serie blanca encontradas en la sangre aviar, son muy semejantes en apariencia a los linfocitos, se encuentran en números pequeños con un promedio normal de 0-3% (34). Se ven raramente en un frotis de sangre periférica, y en la sangre aviar permanecen aún indeterminados y requieren ser estandarizados por métodos citoquímicos. La monocitosis relativa o absoluta es un sello distintivo de infección crónica. En aves, esto puede indicar infección por clamidias, micobacterias, fúngica y granulomatosas. Una relativa monocitosis y basofilia es característico de clamidiasis. En aves con aspergilosis o tuberculosis, el hemograma puede ser similar e incluye leucocitosis y monocitosis. En la fase de infección, la respuesta a *Aspergillus* o a especies de *Micobacterium* puede producir a nivel hematológico un cambio mínimo o ningún cambio. La monocitopenia no está documentada, pero en un conteo bajo o cero de monocitos es normal para muchas especies (35).

Trombocitos: los trombocitos son el tercer tipo de células que más se encuentra en la sangre aviar y éstos son participantes activos en la coagulación de sangre, además de esto, tienen la habilidad de fagocitar material extraño (tal como las bacterias), también son capaces de llevar oxígeno como los eritrocitos si una condición anémica extrema así lo exige. Un número aumentado de trombocitos puede indicar una condición crónica de la enfermedad (36). La trombocitopenia ocurre en algunas enfermedades virales, tal como el circovirus de psitácidos, reovirus de psitácidos, y la infección de polyomavirus en psitácidos. La trombocitopenia idiopática, aunque no se encuentra documentada, ha sido observada por clínicos y su origen también puede ser viral o resultado de una causa desconocida. La trombocitosis no ha sido documentada (37).

Eritrocitos: los eritrocitos aviares maduros son ovalados, nucleados y de mayor tamaño que los mamíferos, esto les permite transportar mayor capacidad de oxígeno que interactúa con la alta eficiencia de intercambio con el sistema respiratorio aviar; tienen una vida media de 28 a 45 días, mucho más corta que la del perro y el gato; puede acarrear importantes implicaciones clínicas, tal como un rápido ataque de anemia no regenerativa. La policromasia se refiere a la variación en la coloración de eritrocitos, la cual se relaciona en gran parte con la maduración celular; un ligero grado de policromasia es normal y un incremento de policromasia sugiere un incremento en la respuesta medular ósea. La ausencia de policromasia se relaciona con la anemia no regenerativa y se caracteriza porque todas las células exhiben la misma coloración, cuando esta condición se presenta es de pronóstico reservado, con una resolución pendiente de la causa de la no regeneración. Las células de menor maduración son redondeadas y de un color más basofílico. Los reticulocitos se presentan normalmente en sangre periférica aproximadamente de 1 a 2% del total eritrocítico. La anisocitosis describe los grados de variabilidad del tamaño celular (38).

Anemia: el número total de glóbulos rojos en aves es determinado por la edad, el sexo, el ambiente, y las influencias hormonales. El número de glóbulos rojos tiende a ser más bajo en aves jóvenes, porque los eritrocitos son más grandes; el número de glóbulos rojos es más bajo en aves comparado con mamíferos. El conteo normal de reticulocitos en la mayoría de las especies es 1-5% de los eritrocitos y estos se pueden medir como indicativo de la respuesta a la anemia (39). La anemia puede ser clasificada como no regenerativa y regenerativa, hemolítica, o relacionada con pérdida de sangre. La anemia se evidencia por una disminución en el conteo total de eritrocitos y VEA. Las anemias por deficiencia se han reportado experimentalmente en aves de corral pero no se conocen en pájaros exóticos, porque la presencia de hierro en muchos productos alimenticios para pájaros mascotas

impide que ocurra la anemia por deficiencia de hierro, excepto por pérdida de sangre. La anemia por pérdida de sangre, se puede originar por traumas severos, ruptura de órganos, aneurismas y causas iatrogénicas. En la anemia por pérdida de sangre las primeras 48 horas que siguen al episodio hemorrágico son las más críticas. Cuando finalizan los períodos de anemia no regenerativa se recuperan los bajos niveles sanguíneos y aumenta el conteo de glóbulos rojos, el número de eritrocitos inmaduros así como un aumento de anisocitosis y policromasia (40). La anemia regenerativa se caracteriza por la presencia de policromasia, reticulocitosis, macrocitosis y anisocitosis, e indica una respuesta de la médula ósea a la anemia. La anemia no regenerativa es la anemia más común observada en aves y es indicativo de un fracaso de la respuesta de la médula ósea a una anemia. Se disminuye la eritropoyesis originando la anemia por diferentes causas como caquexia, neoplasias y ciertos tóxicos (causa daño en la hemoglobina y lisis prematura), pero la causa más común son las enfermedades infecciosas y es muy común en la infección clamidial aguda y crónica. Esta condición también puede establecerse en infecciones bacteriales, sepsis, granulomas crónicos (*Micobacterium sp.*, *Escherichia coli*, y *Salmonella sp.*), granulomas de *Aspergillus* e infecciones virales. Un incremento en el conteo de glóbulos rojos, VEA, eritrocitos inmaduros, anisocitosis y signos de suspensión de policromasia de anemia no regenerativa, indican un buen pronóstico. Enfermedades desgastantes y neoplasias producen a menudo anemia, debido a influencias catabólicas; la anemia como resultado de enfermedad renal crónica es rara (41). La anemia hemolítica es típicamente regeneradora, y puede ser causada por hemoparásitos, septicemia bacteriana, toxicosis o condiciones inmunes agudas (42).

Policitemia: la policitemia se caracteriza por un elevado hematocrito y un alto conteo de eritrocitos. La policitemia relativa es causada por hemoconcentración como resultado de la deshidratación. La policitemia absoluta indica un aumento en el número de eritrocitos en ausencia

de signos clínicos de deshidratación o evidencia de hemoconcentración por el laboratorio. Las causas clínicas de hemoconcentración en las aves se centran por la hipoxia (43).

Artefactos en eritrocitos: los errores de colección, manejo y preparación del ave para las muestras de sangre pueden originar artefactos que afectan la apariencia del eritrocito. El extendido de sangre debe realizarse inmediatamente o poco después de la colección de sangre mezclada con anticoagulante como el EDTA, que puede causar una distorsión de la forma de los eritrocitos si están en contacto por tiempo prolongado. Manchas que contienen sedimento en exceso pueden crear la apariencia de cuerpos de inclusión eritrocitarios o parásitos (44).

Plasma: el plasma es en gran parte agua (85%) y proteína (9-11%); otros componentes de sangre incluyen la glucosa (los niveles de la glucosa de sangre en aves son más que en mamíferos; cerca de 200-400 mg/dl), los aminoácidos, los desechos, las hormonas, los anticuerpos, y electrolitos (45). El plasma es la porción líquida de la sangre entera en la que los componentes se encuentran suspendidos. El plasma se distingue del suero, que es la porción de célula-libre de la sangre de la cual el fibrinógeno ha sido separado en el proceso de la coagulación. Cuando la sangre se tiñe para un conteo de células, los componentes de la célula necesitan ser evaluados; por lo tanto, la sangre no debe coagularse (46). El color del plasma en la mayoría de las aves es claro o amarillo pálido. El color amarillo es debido a la presencia de carotenos que son pigmentos amarillos y no debe ser interpretado como plasma icterico. A diferencia de los mamíferos, las aves no tienen bilirrubina, por lo tanto ellos no llegan a ser ictericos si presentan afección hepática. A veces el plasma aparece color rosa debido a hemólisis. Al romperse el glóbulo rojo se liberan moléculas rojas de hemoglobina en el plasma causando esta coloración (47). La hemólisis es comúnmente causada por el manejo inadecuado de las muestras de sangre, tal como

expulsar forzosamente sangre por la aguja de la jeringa, o sacudiéndola antes de mezclarse con el anticoagulante. El plasma puede aparecer también blanco o lechoso debido a una lipemia. Esta se observa en aves con dietas altas en grasas y en aves de peso excesivo. El hígado o los desórdenes pancreáticos pueden causar lipemia, y las hembras en estado reproductivo presentaran su plasma lipémico debido a glóbulos de la yema (las grasas y la proteína) que se sintetizan en el hígado y transportan vía plasma al ovario donde ellos se incorporan en el ovocito (48-50).

CONCLUSIÓN

El empleo de las técnicas de laboratorio para el análisis hematológico, es una herramienta indispensable que aporta información valiosa en el momento de confirmar un diagnóstico clínico en las aves, debido a que existen diferencias marcadas en cuanto a las características de las células sanguíneas, los valores normales y las condiciones especiales que producen cambios en las concentraciones de las células sanguíneas en este tipo de animales.

BIBLIOGRAFÍA

1. Briggs C. Quality counts: new parameters in blood cell counting. *Int J Lab Hematol* 2009;31(3):277-297.
2. Favaloro EJ. Internal quality control and external quality assurance of platelet function tests. *Semin Thromb Hemost* 2009;35(2):139-149.
3. Schmidt EM, Lange RR, Ribas JM, Daciuk BM, Montiani-Ferreira F, Paulillo AC. Hematology of the Red-capped parrot (*Pionopsitta pileata*) and Vinaceous Amazon parrot (*Amazona vinacea*) in captivity. *J Zoo Wildl Med* 2009;40(1):15-17.
4. Karita E, Ketter N, Price MA, Kayitenkore K, Kaleebu P, Nanvubya A, et al. CLSI-derived hematology and biochemistry reference intervals for healthy adults in eastern and southern Africa. *PLoS One* 2009;4(2):e4401.
5. Thoresen SI, Arnemo JM, Liberg O. Hematology and serum clinical chemistry reference intervals for free-ranging Scandinavian gray wolves (*Canis lupus*). *Vet Clin Pathol* 2009;38(2):224-229.
6. Jopling J, Henry E, Wiedmeier SE, Christensen RD. Reference ranges for hematocrit and blood hemoglobin concentration during the neonatal period: data from a multihospital health care system. *Pediatrics* 2009;123(2):e333-7.
7. Christensen RD, Henry E, Jopling J, Wiedmeier SE. The CBC: reference ranges for neonates. *Semin Perinatol* 2009;33(1):3-11.
8. Fox M, Brieva C, Moreno C, MacWilliams P, Thomas C. Hematologic and serum biochemistry reference values in wild-caught white-footed tamarins (*Saguinus leucopus*) housed in captivity. *J Zoo Wildl Med* 2008;39(4):548-557.
9. Jeklova E, Leva L, Knotigova P, Faldyna M. Age-related changes in selected haematology parameters in rabbits. *Res Vet Sci* 2009;86(3):525-528.
10. Das BR, Bhanushali AA, Khadapkar R, Jeswani KD, Bhavsar M, Dasgupta A. Reference ranges for lymphocyte subsets in adults from western India: influence of sex, age and method of enumeration. *Indian J Med Sci* 2008;62(10):397-406.
11. Superina M, Mera Y, Sierra RL. Hematology and serum chemistry values in captive and wild pichis, *Zaedyus pichiy* (Mammalia, Dasypodidae). *J Wildl Dis* 2008;44(4):902-910.
12. Perpiñán D, Hernández-Divers SM, Latimer KS, Akre T, Hagen C, Buhlmann KA, Hernandez-Divers SJ.

- Hematology of the Pascagoula map turtle (*Graptemys gibbonsi*) and the southeast Asian box turtle (*Cuora amboinensis*). *J Zoo Wildl Med* 2008;39(3):460-463.
13. Harvey SB, Krimer PM, Correa MT, Hanes MA. Hematology and plasma chemistry reference intervals for mature laboratory pine voles (*Microtus pinetorum*) as determined by using the nonparametric rank percentile method. *J Am Assoc Lab Anim Sci* 2008;47(4):35-40.
 14. Clark SG, Coffey N. Normal hematology and hematologic disorders in potbellied pigs. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2008;11(3):569-582.
 15. Pilny AA. Clinical hematology of rodent species. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2008;11(3):523-533.
 16. Altman T, Clubb A, Dorrestein C, Quesenberry H. *Avian Medicine and Surgery*. EEUU: W.B. Saunders Company; 1997. p.p. 142-148.
 17. Beynon P H., Cooper J E. *Manual de Animales Exóticos*. EEUU: Harcourt Brace; 1999. pp. 178, 226.
 18. Canfield PJ. *Practical Laboratory Medicine. Comparative cell morphology in the peripheral blood film from exotic and native animals*. [on line]. The University of Sydney new south wales. [Australia]: December 1998. Available at: <http://www.ava.com.au/avj/9812/9812.htm>
 19. Exploring veterinary clinical pathology through the web. Normal Avian Blood. [on line]. Veterinary Clinical Pathology Image Database. [EEUU]: Mayo 24 2000. Available at: <http://www.medvet.umontreal.ca/clinpath/banq-im/hematology/normal%20avian%20blood.htm>
 20. Scott MD. Complete Blood Count. [on line]. Parrot talk.com. [EEUU]: 1996. Available at: <http://www.parrottalk.com/cbc.html>
 21. Lucas AJ, Jamroz C. *Atlas of Avian Hematology*. Washington DC, United States Department of Agriculture; 1961.
 22. Cowie AF. *Manual para Cuidado y Tratamiento de Animales Exóticos y de Compañía*. (Zaragoza, España: Acribia; 1989. pp. 18, 19.
 23. Hernández M. Raptor Clinical Hematology. In: *Proceedings of the Conference of the European Comite of the American Association of Avian Veterinarians*. EEUU; 1991. pp. 420-433.
 24. Ackermann J. *Terapéutica Veterinaria de Pequeños Animales. Volumen II*. Madrid, España: McGraw-Hill, Kira Bonagura ; 2001. p. 1174.
 25. Dein FJ. *Laboratory Manual of Avian Hematology*. New York: American Association of Avian Veterinarians; 1984.
 26. Fudge AM. Blood testing artifacts: Prevention and interpretation. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 1994;3(1):2-4.
 27. Joseph V. Raptor Hematology and Chemistry Evaluation. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal practice*. EEUU; 1999. pp. 689-699.
 28. Lumeij JT. Biochemistry and sampling. In: Benyon PH, ed. *Manual of raptors, pigeons and waterfowl*. Gloucestershire: British Small Animal Veterinary Association; 1996. pp. 63-67.
 29. Hawkey C, Dennet T. *Atlas de Hematología Veterinaria Comparada. Células Sanguíneas Normales y Anormales en Mamíferos Aves y Reptiles*. Madrid ; 1989. p. 250.
 30. [Masaav.org/onlineResources/avianHematologyExam/avianHematology.htm](http://www.masaav.org/onlineResources/avianHematologyExam/avianHematology.htm) <http://www.spcollege.edu/hec/vt/VTDE/avianhemo/avianhemo.htm>
 31. Rupard B, Cornette S, Weckman T. Avian Circulatory System. [on line]. Department of Biological Sciences. [Inglaterra]: 2006. Available at: <http://www.biology.eku.edu/RITCHISO/birdcirculatory.html>

32. Campbell TW. Avian hematology and Cytology. Ames, Iowa State University Press ; 1988.
33. Natt MP, Herrick CA. A new diluent for counting erythrocytes and leucocytes of the chicken. Poultry Science 1952;31:735-738.
34. Leydson F F. Semiología Veterinaria - A Arte do Diagnóstico. I Edición. Brasilia: Roca; 2004. p. 743.
35. Couto G. Interpretación del Hemograma. [on line]. The Ohio State University. [Ohio, EEUU]: actualización noviembre 24 2003. Available at: <http://www.vetlatranquera.com.ar/pages/maldonado/Couto3.htm>
36. Fiorello CV, Nisbet IC, Hatch JJ, Corsiglia C, Pokras MA. Hematology and absence of hemoparasites in breeding common terns (*Sterna hirundo*) from Cape Cod, Massachusetts. J Zoo Wildl Med 2009;40(3):409-413.
37. Chen KL, Tsay SM, Chiou PW, Chen TW, Weng BC. Effects of caponization and testosterone implantation on immunity in male chickens. Poult Sci 2009;88(9):1832-1837.
38. Smith KM, Karesh WB, Majluf P, Paredes R, Zavalaga C, Reul AH, et al. Health evaluation of free-ranging Humboldt penguins (*Spheniscus humboldti*) in Peru. Avian Dis 2008;52(1):130-135.
39. Morrissey KJ. Avian Hematology. Avian and Reptilian Medicine and Surgery. [on line]. Minnesota Veterinary Medical Association (MVMA). [EEUU]: Available at: <http://www.mvma.org/Proceedings/>
40. Mitchell EB, Johns J. Avian hematology and related disorders. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 2008;11(3):501-522.
41. Lansdown Referral Services. Avian clinical pathology. [on line]. Avian & Exotic Animal Department. [EEUU]: 1999-2002. Available at: <http://www.cix.co.uk/~drhawk/avianclinical.htm#Clinical%20Haematology>
42. Girish CK, Smith TK, Boermans HJ, Karrow NA. Effects of feeding blends of grains naturally contaminated with *Fusarium* mycotoxins on performance, hematology, metabolism, and immunocompetence of turkeys. Poult Sci 2008;87(3):421-32.
43. Lane RA. Avian Hematology: Basic cell identification, white cell count determination, and clinical pathology. In: Roskopf WJ, Woerpel RW, eds. Diseases of cage and aviary birds. Baltimore: Williams & Wilkins; 1996. pp. 739-782.
44. Fudge AM. Blood testing artifacts: Prevention and interpretation. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine 1994;3(1):2-4.
45. Vélez H, Rojas W. Fundamentos de Medicina, Hematología. 5 Edición. Medellín: Norma; 1998. pp. 118-136.
46. García D, Munita H. Hemograma. [en línea]. Universidad Católica de Chile. [Santiago, Chile]: 2004. Available at: <http://escuela.med.puc.cl/Publ/ManualSemiologia/Hemogramatext.html>
47. Greiner EC, Ritchie BW. Parasites. In: Ritchie BW, Harrison GJ, Harrison LR, eds. Avian Medicine: Principles and application. Florida: Wings Publishing; 1994:1066-1029.
48. Molina López R. Hematología y Bioquímica Sanguínea. Hematológica. [en línea]. Centre de Fauna de Torreferrussa. [Madrid, España]. Available at: http://encontroiberico.no.sapo.pt/docs/Hematologia_RMolina.pdf
49. Grifols J, Molina R. Manual Clínico de Aves Exóticas. España: Grass - Iatros; 1997. pp. 62-67.
50. Allender MC, Fry MM. Amphibian hematology. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 2008;11(3):463-480.