

Determinación de valores hematológicos en Pecarí de Collar (*Pecari tajacu*) en cautiverio del Centro Chaqueño para la conservación e investigación

Determination of hematological values in collared peccary (Peccary tajacu) in captivity from the Chacoan Center for Conservation and Research.

Palacios PD¹ , Campos JM², Fernández R³, Vetter R³, Quintana A³, Cuevas D⁴, Pedrozo R⁴

¹Universidad Nacional de Asunción. Facultad de Ciencias Veterinarias. San Lorenzo – Paraguay.

²Universidad de Florida. Facultad de Medicina Veterinaria, Departamento de Ciencias Clínicas de Grandes Animales y Departamento de Ecología y Conservación de la Vida Silvestre. Florida – Estados Unidos.

³Universidad Nacional de Asunción. Facultad de Ciencias Veterinarias. Departamento de Recursos Faunísticos y Medio Natural. San Lorenzo – Paraguay

⁴Universidad Nacional de Asunción. Facultad de Ciencias Veterinarias. Departamento de Patología Clínica. San Lorenzo - Paraguay

RESUMEN. El presente estudio tuvo como objetivo la determinación de valores hematológicos en pecaríes de collar (*Pecari tajacu*) en cautiverio, pertenecientes al Centro Chaqueño para la Conservación e Investigación (CCCI), Boquerón, Paraguay. Se muestrearon 26 animales, sin distinción de sexo, sin signos de enfermedad aparente, mayores de 1 año, inmovilizados químicamente con una combinación de drogas compuesta por tiletamina-zolazepam, azaperona y medetomidina para animales de un peso aproximado de 30kg. Además fue utilizado atipamezole como reversor de la medetomidina. La sangre fue obtenida de las venas cefálica, safena o femoral, una por cada animal depositada en un tubo con EDTA liofilizado para 1 ml de muestra. La determinación de los valores hematológicos se realizó mediante un analizador hematológico automatizado y frotis sanguíneo. Los resultados, presentados como promedio, fueron: Eritrocitos totales, $7,38 \cdot 10^6 / \mu\text{L}$; Hematocrito 32%; Hemoglobina 10,5 g/dL; Volumen corpuscular medio (VCM), 44 fL; Hemoglobina corpuscular media (HCM) de 15 pg.; Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM), 34 g/dL. Leucocitos totales $10.762 / \mu\text{L}$; Neutrófilos segmentados $5.466 / \mu\text{L}$; Neutrófilos en cayado, $152 / \mu\text{L}$; Linfocitos, $4.480 / \mu\text{L}$; Eosinófilos, $754 / \mu\text{L}$; Monocitos, $178 / \mu\text{L}$; Basófilos $31 / \mu\text{L}$. Plaquetas, $138.231 / \mu\text{L}$.

Palabras clave: pecarí, hematología, Chaco Paraguayo.

ABSTRACT. The aim of the study was the determination of hematological values of collared peccaries (*Peccary tajacu*) in captivity, at the Chaco Center for Conservation and Research, Boquerón, Paraguay. We sampled 26 collared animals, without sex distinction, without apparent disease signs, older than 1 year, chemically immobilized with a combination of drugs consisting of zoletil, azaperone and medetomidine. Also, atipamezole was used as a medetomidine reverser. Blood was obtained from the cephalic, saphenous and femoral vein, only one per animal deposited in a tube with lyophilized EDTA for 1 ml of sample. The determination of the hematological values was made by an automatic hematology analyzer and blood smear. The results obtained, presented on average, were: Total erythrocytes, $7.38 \cdot 10^6 / \mu\text{L}$; Hematocrit 32%; Hemoglobin 10.5 g / dL; mean cell volume (VCM), 44 fL; HCM of 15 pg; mean cell hemoglobin concentration (CHCM), 34 g / dL. Total leukocytes $10,762 / \mu\text{L}$; Segmented neutrophils $5.466 / \mu\text{L}$; band neutrophils, $152 / \mu\text{L}$; Lymphocytes, $4,480 / \mu\text{L}$; Eosinophils, $754 / \mu\text{L}$; Monocytes, $178 / \mu\text{L}$; Basophils $31 / \mu\text{L}$. Platelets, $138.231 / \mu\text{L}$.

Keywords: peccary, hematology, Paraguayan Chaco

doi: 10.18004/compend.cienc.vet.2020.10.02.31

Dirección para correspondencia: Dr. Patricio Dandy Palacios Benítez - Universidad Nacional de Asunción, Facultad de Ciencias Veterinarias, Casilla de Correo N° 1061 - Ruta Mcal. Estigarribia Km 10,5 - Campus Universitario - San Lorenzo-Paraguay.

E-mail: dandypabe@gmail.com

Recibido: 24 de noviembre 2020 / **Aceptado:** 11 de diciembre 2020

INTRODUCCIÓN

Los tayassuidos son una familia de mamíferos placentarios, conocidos como pecaríes, animales ungulados clasificados taxonómicamente en el orden Artiodactyla, suborden Nonruminantia, superfamilia Suoidea y familia Tayassuidae (1).

Dentro de la familia tayassuidae encontramos tres especies: pecarí de collar (*Pecari tajacu*), pecarí labiado (*Tayassu pecari*) y el pecarí chaqueño o tagua (*Catagonus wagneri*) (2), quienes se asemejan al cerdo doméstico (*Sus scrofa domestica*) debido a que pertenecen al mismo orden (3), pero son evolutivamente muy distintos (4), presentando diferencias morfológicas y anatómicas (2).

El pecarí de collar se distribuye ampliamente por el continente americano, desde el sur de América del Norte, descendiendo por América Central, hasta América del Sur e incluso se los puede encontrar en las islas más grandes del Caribe (5). Es una especie nativa de la fauna paraguaya conocida tradicionalmente en el idioma guaraní como kure'i (4). Se encuentra ampliamente distribuido por todo el territorio paraguayo con mayor predominancia en la Región Occidental o Chaco, mientras que en la Región Oriental su distribución ha disminuido a causa de cambios ambientales e incremento poblacional (6).

En su hábitat natural desempeñan un importante papel en el equilibrio de los ecosistema como dispersores de semillas, depredadores de pequeños animales, además de ser presas del jaguarete (*Panthera onca*) y puma (*Puma concolor*) (2,4), es considerada una especie de la fauna silvestre que viene demostrando condiciones favorables a la adaptación en cautiverio y consecuente explotación comercial (7), por ser completamente adaptable a una amplia variedad de hábitats, desde bosques tropicales hasta desiertos, tolerando una temperatura mayor de 45°C (2) e incluso menores de 0°C (5).

El comportamiento, nutrición y salud del pecarí de collar deben ser investigados particularmente en relación con la hematología (7), debido a que los valores hematológicos deben ser de conocimiento profesional para distinguir una situación normal de una patológica para corroborar la existencia de una enfermedad, contribuir con un diagnóstico clínico, establecer la posible etiopatogenia de enfermedades, definir un

pronóstico y el uso de una terapia adecuada para mantener a la especie saludable (8).

Las características anatómicas del pecarí de collar dificultan la toma de muestras de sangre, debido a que carecen de vasos sanguíneos superficiales prominentes a excepción de la vena safena y auricular, aunque esta última tiene como desventaja la contaminación de la sangre por el método de extracción. Otros sitios de extracción serían la vena cava anterior, seno venoso orbital (9) y las venas cefálica, coccígea y femoral (10). Para la captura de pecaríes el método de contención puede ser tanto físico como químico (11).

Como contención física se entiende la contención mecánica del animal, restringiendo en lo posible su actividad motora, permitiendo procedimientos rápidos como curación de heridas, extracción de sangre sin el uso de fármacos (11), sexaje, examen físico y administración de medicamentos (2), pero como desventaja genera estrés agudo y debe ser realizado con mucho cuidado. Mientras que la contención química genera aproximadamente a los 5 minutos ausencia de movimientos bruscos e incoordinación motora, siendo este el método más seguro para la manipulación de animales silvestres, medición de parámetros clínicos, recolección de material biológico e incluso la realización de cirugías (11), convirtiéndose en la forma de contención más práctica, administrando drogas por vía intramuscular mediante dardos proyectiles (12).

El presente estudio tuvo como objetivo establecer los valores hematológicos para individuos de la especie *Pecari tajacu* mantenido en cautiverio en el Centro Chaqueño para la Conservación e Investigación, Boquerón, Paraguay.

MATERIALES Y MÉTODOS

El propósito de este estudio fue determinar los valores hematológicos del pecarí de collar en cautiverio pertenecientes a un centro de conservación y evaluar la serie eritrocitaria, serie leucocitaria y serie plaquetaria llevado a cabo desde el mes de febrero hasta el mes de diciembre del año 2019.

Marco geográfico de referencia.

La extracción de muestras sanguíneas se llevó a cabo en el Centro Chaqueño para la Conservación e

Investigación (CCCI), ubicado en el Departamento de Boquerón, en el centro del chaco paraguayo, a 9 km de la ruta transchaco y a 30 km de la ciudad de Filadelfia, Paraguay.

El procesamiento del material biológico fue realizado en el laboratorio de Patología Clínica de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Asunción (FCV – UNA), San Lorenzo, Paraguay.

Animales

Un total de 26 pecaríes de collar se encontraban ubicados en 3 corrales denominados corral “A”, corral “B” y corral “C”, los corrales poseen en promedio 150 m² y se encuentran distribuidos de forma contigua de acuerdo al orden alfabético citado dentro del predio del CCCI . En el corral “A” se albergaban un grupo de 16 animales (9 machos y 7 hembras); en el corral “B” un grupo de 9 animales (6 machos y 3 hembras); y en el corral “C”, 1 macho.

La población muestreada consistió en animales en cautiverio, sin distinción de sexo, de un año en adelante, con 12hs de ayuno líquido y sólido y sin signos de enfermedad aparente. Los animales cuentan con un protocolo de desparasitación con ivermectina vía oral administrada en su balanceado dos veces al año en los meses de enero y junio; la presentación del balanceado comercial se compone de maíz, sorgo, expeler de soja, afrecho de trigo, núcleo vitamínico y mineral, secuestrador de micotoxinas, levaduras y prebióticos, además, se le suministra a la dieta mandioca, zapallo, sandía y otras fuentes de fibras. Ningún animal fue sacrificado para realizar este estudio y todos los procedimientos fueron realizados y monitoreados por médicos veterinarios y biólogos especializados en el área.

Método de captura

Los 26 pecaríes de collar fueron restringidos químicamente con dardos proyectiles mediante un rifle para dardos Dan-inject® con dardos de 3 cc y agujas de 25 mm sin collar, debido a que los animales se encontraban a una distancia menor de 20 metros y para permitir una mejor extracción del dardo sin lesionar el músculo.

La restricción química se llevó a cabo, mediante un protocolo de sedación establecido para el efecto en base a los estudios realizados por Cattet

et al. (1997) Sutherland Smith et al. (2004), Siegal-Willott et al. (2009), Ellis et al. (2018) (28,29,30,31) Las drogas utilizadas fueron Zoletil® (25 mg de tiletamina y 25 mg de zolazepam) en su presentación de 50 mg/ml, con una dosis de 1 mg/kg; Clorhidrato de Medetomidina en su presentación de 10 ml – 10 mg/ml, 0,011 mg/kg; y Tartrato de Azaperone en su presentación de 30 ml – 50 mg/ml con una dosis de 0,012 mg/kg, debido a que el peso exacto era desconocido se realizó la combinación para un animal de 30kg.

Para los primeros 14 animales la combinación de drogas fue la misma, pero entre ellos 3 pecaríes no obtuvieron una inmovilización satisfactoria, lo que llevó a realizar la suplementación con 1/3 o 1/2 de la dosis inicial de Zoletil®, debiéndose probablemente a que los dardos no penetraba de forma intramuscular y la mayoría de la droga iba de forma subcutánea y el desconocimiento exacto del peso (28). Por lo tanto para evitar reaplicaciones de la droga, fue necesaria la modificación y aumento de la dosis inicial de Zoletil® a 1,65 mg/kg, siendo esta más efectiva y recomendada que la inicial de 1 mg/kg, por obtener una inmovilización más satisfactoria en los siguientes 12 pecaríes.

La contención química se realizó durante 3 días seguidos hasta finalizar con la totalidad de individuos muestreados. Por la mañana de 08:00 – 10:00hs y tarde 17:00 – 19:00hs, en el mes de junio, donde además se registró una temperatura ambiental aproximada de 15 °C y óptimas condiciones climáticas.

Evaluación clínica.

Una vez determinado el cese de movimientos voluntarios del animal y una completa miorrelajación en promedio a los 11 minutos de la aplicación del sedante, se ingresó a los corrales para extraerlos. Dentro del corral al manipular al animal se le cubrieron los ojos con un paño, se extrajo el dardo de la región del muslo y posteriormente se lo desplazó a la camilla de procedimientos, siendo sujeto por las patas traseras y la región del lomo, mientras que un segundo operario con ambas manos lo sostuvo por debajo de la mandíbula y la región del cuello, evitando contacto con las fauces.

Los animales fueron movilizados en vehículos de transporte 0,5 km desde el corral hasta el sitio de inspección dentro del predio del CCCI . Se

procedió al examen físico, donde se determinó el peso mediante balanza, sexo con la visualización de los genitales externos, edad por medio de la dentición (32), y medidas biométricas con una cinta métrica; se inspeccionó la presencia de ectoparásitos, exudados nasales, exudado conjuntival y condición de las mucosas aparentes, aparato locomotor, piel y anexos; además se realizó la toma de temperatura rectal mediante termómetro de mercurio, frecuencia respiratoria contando los movimientos respiratorios y pulso mediante un oxímetro digital. Además, se realizó la aplicación de caravanas en la oreja, para identificar a los animales.

Venopunción

La obtención de muestras sanguíneas se realizó en promedio a los 31 minutos de iniciada la restricción química de los animales, cumpliendo con previa antisepsia de los tejidos con una gasa embebida en alcohol rectificado sobre el sitio de extracción. Se realizó presión digital para favorecer la hemostasia, palpando la vena avanzando la aguja a través de la piel para ingresar al lumen y luego aspirar la cantidad adecuada de sangre. La extracción se realizó de 3 diferentes venas, en el miembro anterior de la vena cefálica se extrajo la sangre de 2 animales, en el miembro posterior de la vena safena se extrajo de 7 animales, mientras que de la femoral a nivel del triángulo femoral, se logró extraer de 17 animales, siendo este el mejor sitio recomendado por la rapidez y el mayor volumen de sangre que se puede extraer de dicho vaso.

Con una aguja hipodérmica desechable 21G X 1" 1/2 (verde), acoplada a una jeringa de 5ml, se aspiró entre 1 a 5 ml de sangre que fue depositada de inmediato en un tubo de presentación comercial con anticoagulante EDTA liofilizado para 1 ml de muestra, posteriormente se realizó la homogenización con ± 15 movimientos de inversión para evitar la coagulación parcial o total de la muestra. Posteriormente fueron identificadas (fecha, caravana y sexo) y refrigeradas en heladeras hasta el momento del envío en el que fueron transferidas a conservadoras con bolsas de hielo desde el CCCI hasta su llegada al laboratorio de la División de Patología Clínica de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Asunción ubicado a aproximadamente 500 km de CCCI, para su procesamiento en un lapso no mayor de 24 horas para prevenir la alteración de los valores resultantes.

Liberación a corrales

Todos los animales recibieron 0,2 mg/kg de Atipamezole en su presentación de 10ml - 25mg/ml, cuya dosis para un animal de aproximadamente de 30 kg consistió en 0,2 mg/animal, vía intramuscular en la región del glúteo.

La dosis fue administrada en promedio a los 51 minutos de iniciada la contención química, siendo utilizado por ser el antagonista y reversor de los efectos de la medetomidina, para facilitar la recuperación de los efectos de la anestesia previo al posicionamiento y liberación de los animales en los corrales, el cual fue realizado en promedio a los 36 minutos de haber sido aplicado el reversor cuando los animales ya se encontraban completamente despiertos.

Procesamiento de muestras sanguíneas.

El recuento de eritrocitos totales, leucocitos totales, plaquetas totales, hematocrito, hemoglobina, índices eritrocitarios (VCM, CHCM, HCM) se realizó utilizando el contador hematológico Humacount 30 TS (Alemania). Mientras que el conteo diferencial de glóbulos blancos y plaquetas por campo se realizó mediante la observación de frotis teñido con la tinción de Pappenheim, como complemento del recuento de células del contador hematológico, sirviendo como una importante verificación cruzada de los resultados.

La distribución porcentual de los diferentes tipos de leucocitos, se determinó con objetivo de 100 aumentos y aceite de inmersión, donde se recorrió una zona delgada y homogénea del frotis (zona del cuerpo) diferenciando y anotando los leucocitos hasta contar 100 células.

El cálculo de los valores absolutos de los leucocitos se realizó teniendo en cuenta la cantidad de leucocitos totales y el porcentaje de neutrófilos segmentados, neutrófilos en cayado, eosinófilos, linfocitos, monocitos, basófilos, y se reportó la cantidad por μL de sangre. Se obtuvo mediante regla de tres simple, empleando los valores del número total de leucocitos y el porcentaje de cada tipo de leucocitos obtenido de la fórmula relativa.

Mientras las plaquetas fueron verificadas y corregidas con objetivo de 100 aumentos y aceite de inmersión contabilizando 10 campos, en la zona del

cuerpo del frotis para posteriormente multiplicarlas por 2.000 para obtener su número absoluto por μL .

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados se presentan en tablas para la serie roja (Tabla 1), serie blanca (Tabla 3) y las plaquetas (Tabla 5). Y son discutidos y comparados con resultados de otros autores de forma independiente para cada valor (Tabla 2, Tabla 4).

Serie Roja

Tabla 1. Valores de la serie roja en pecaríes de collar (*Pecari tajacu*) del CCCI

Variable	Media	D.E.	Mín.	Máx.
Eritrocitos Totales μL .	7,38	1,11	4,85	9,76
Hematocrito %	32	4,25	24	41
Hemoglobina g/dL.	10,5	1,36	8,0	14,0
VCM fL.	44	3,86	37	54
HCM pg.	15	2,08	12	23
CHCM g/dL.	34	2,14	30	42

El recuento de eritrocitos fue en promedio $7,38 \times 10^6 \times \mu\text{L}$, mostrando un valor inferior a lo reportado por Jorge et al. (2015), con media de $10,3 \times 10^6 \times \mu\text{L}$ (1), inferior al reportado por Almeida et al. (2011), con una media de $10,8 \times 10^6 \times \mu\text{L}$ (7) y el reportado por Mayor (2004) con una media de $9,2 \times 10^6 \times \mu\text{L}$ (13). Sin embargo comparando con pecaríes labiados se presentaron resultados similares, Cárcamo (2004), encontró una media de $8,15 \times 10^6 \times \mu\text{L}$ (14), mientras que Guerra (2007) reportó valores de $6,08 \times 10^6 \times \mu\text{L}$ en machos y $5,95 \times 10^6 \times \mu\text{L}$ en hembras (15).

El promedio encontrado para la hemoglobina fue $10,5 \text{ g/dL}$, siendo un valor inferior con respecto a toda la bibliografía consultada. Jorge et al. (2015), reportó una media de $14,7 \text{ g/dL}$ (1), Almeida et al. (2011) una media de $17,6 \text{ g/dL}$ (7) y Mayor (2004) una media de $16,7 \text{ g/dL}$ (13). Mientras que en pecaríes labiados el valor reportado por Cárcamo (2004) fue de $13,1 \text{ g/dL}$ (14) y Guerra (2007) reportó un valor de $11,6 \text{ g/dL}$ en machos y $12,2 \text{ g/dL}$ en hembras (15).

El resultado hallado para el porcentaje de hematocrito presentó una media del 32%, mostrando un valor inferior a lo reportado por Jorge et al. (2015), con una media de 50 % (1), el reportado por Almeida et al. (2011), con una media de 52 % (7) y el reportado por Mayor (2004) con una media de

45 % (13). Mientras que en pecaríes labiados Cárcamo (2004) encontró una media de 44 % (14). Guerra (2007) por su parte encontró una media de 33 % para ambos sexos siendo el resultado más próximo al del presente estudio (15).

El promedio de los resultados obtenidos para el VCM, HCM y CHCM fue de 44 fL., 15 pg.y 34 g/dL respectivamente, mostrando valores inferiores en relación a los reportados por Jorge et al. (2015), cuyos resultados en promedio fueron para VCM 49 fL.y para CHCM 29 g/dL., quien no determinó el HCM (1). Con relación a los resultados de Almeida et al. (2011), que en promedio fueron; para VCM de 49 fL., HCM 18 pg.y CHCM 34 g/dL, los valores para el VCM y HCM se mostraron inferiores, mientras que el CHCM presentó el mismo valor (7). Mayor (2004), reportó para VCM 49 fL., HCM 18 pg.y HCM 36 g/dL., que en promedio fueron valores superiores en relación al presente estudio (13). Cárcamo (2004), reportó en pecaríes labiados valores en promedio para VCM de 55 fL., HCM 16 pg.y CHCM 30 g/dL. (14), mientras que Guerra (2007) reportó valores en promedio para VCM 54 fL., HCM 19 pg.y CHCM 35 g/dL.y en hembras VCM 56 fL, HCM 21 pg.y CHCM 37 g/dL.difiriendo con los valores del presente estudio (15).

Las diferencias encontradas en la serie roja del presente estudio contrastando con otros autores (Tabla 2), se pueden atribuir a cuatro factores: método de contención y estrés; anestésicos agonistas alfa adrenérgicos; rango etario y método de procesamiento de muestras.

- **Método de contención y estrés:** Jorge et al. (2015), Almeida et al. (2011), Mayor (2004) utilizaron un método de contención física (1, 7, 13). Cárcamo (2004), utilizó un método de contención física combinado con contención química (Clorhidrato de Ketamina) (14), mientras que Guerra (2007) y en el presente estudio los métodos de contención fueron del tipo química, Guerra (2007) utilizó ketamina y xilacina (15), mientras que en el presente estudio se utilizó zoletil, medetomidina y azaperone. Según López-Olvera et al. (2007) la captura física genera una respuesta de estrés que desata un patrón bifásico, involucrando primero al eje simpático-suprarrenal-médula liberando catecolaminas al torrente circulatorio durante los primeros 20 – 30 minutos de generado el estímulo estresante (captura física), induciendo la contracción del músculo liso y la liberación a la circulación de eritrocitos almacenados en el bazo (16), donde según Bach (2008) se almacenan hasta

Tabla 2. Valores hematológicos de la serie roja de *Pecari tajacu* y *Tayassu pecari*

Variable	(Palacios, 2019)	(Jorge, 2015)	(Almeida, 2011)	(Mayor, 2004)	(Cárcamo, 2004)	(Guerra, 2007)	
	<i>Pecari tajacu</i> N = 26	<i>Pecari tajacu</i> N = 73	<i>Pecari tajacu</i> N = 21	<i>Pecari tajacu</i> N = 27	<i>Tayassu pecari</i> N = 44	N= 17 Machos	N= 15 Hembras
Eritrocitos Totales μ L.	7,38	10,3	10,81	8,15	9,2	6,08	5,95
Hematocrito %	32	50	52	44	45	33	33
Hemoglobina g/dL.	10,5	14,7	17,6	13,1	16,7	11,6	12,2
VCM fL.	44	49	49	55	49	54	56
HCM pg.	15	-	18	16	18	19	21
CHCM g/dL.	34	29	34	30	36	35	37

N - Número de animales muestreados

el 25% de eritrocitos circulantes generando un incremento de eritrocitos totales, hematocrito y hemoglobina en sangre (17).

Pasados los 20 – 30 minutos entra en acción el eje hipotálamo-hipófisis-suprarrenal desatando la liberación de corticosteroides. Esta respuesta induce cambios en los parámetros hematológicos, que se han propuesto como indicadores de estrés útiles. Siguiendo de este modo un patrón bifásico, dependiendo primero de las catecolaminas y luego de los corticosteroides (17).

En el estudio realizado por Jorge et al. (2015), Almeida et al. (2011) y Mayor (2004), la extracción sanguínea se realizó durante los 20 a 30 minutos de generado el estímulo estresante, por lo tanto pudo generar un aumento de los niveles de eritrocitos, hematocrito y hemoglobina. Mientras que en el presente estudio la toma de muestras sanguíneas se realizó mediante contención química reduciendo el nivel de estrés y facilitando la manipulación de animales aproximadamente a los 5 minutos (11), por lo tanto se puede alegar que durante la extracción del material biológico del presente trabajo en promedio a los 31 minutos después del disparo con el dardo inyectable, los animales no contaban con el efecto de las catecolaminas, pudiendo generar las diferencias encontradas.

- **Anestésicos agonistas alfa adrenérgicos:** Los principales parámetros eritrocitarios pueden disminuir como efecto de los anestésicos, tanto en ungulados como en carnívoros salvajes. Por lo tanto un descenso del recuento total de eritrocitos es relacionado con un secuestro de eritrocitos por parte del bazo generado a partir de un efecto de los anestésicos agonistas adrenérgicos alfa 2 (ej. Medetomidina y xilacina), lo que produce una disminución de la masa celular circulante (17). Atribuyendo que los valores del presente estudio y el de Guerra (2007), debido a que los animales estaban

bajo efectos anestésicos agonistas adrenérgicos alfa 2 sufrieron de un secuestro de eritrocitos totales por parte del bazo disminuyendo el volumen circulante, mientras que los animales muestreados por Jorge et al. (2015), Almeida et al. (2011), Mayor (2004) y Cárcamo (2004) no pasaron por el efecto de anestésicos agonistas adrenérgicos alfa 2 evitando este efecto.

- **Rango etario:** Los valores analíticos deben ser determinados a partir de un grupo de individuos que presenten una distribución lo más similar posible a la población universal, sin contener un número predominante de edades (18). Animales menores de 1 año presentan hematocrito, hemoglobina y VCM menor que adultos debido a una dieta reducida en hierro (1). Entre otros factores se puede deber a la ingesta de calostro o el metabolismo óseo incrementado que presentan los animales en crecimiento, siendo recomendable, tener intervalos de referencia diferentes para animales jóvenes en crecimiento y adultos (19). Por lo tanto Jorge et al. (2015) muestreo una población de 52 adultos y 21 menores de 1 año (N = 73), Cárcamo (2004), muestreo animales jóvenes y adultos (N = 44). Contrastando con el presente estudio cuya población fue de animales adultos (N = 26), unificando el rango etario, al igual que Mayor (2004), quien muestreo (N = 27) y Almeida et al. (2011), muestreo (N = 21), mientras que Guerra (2007) muestreo machos (N = 17) y hembras (N = 15).

- **Método de procesamiento de muestras:** Los autores anteriormente mencionados obtuvieron los valores para el recuento de eritrocitos totales por el método manual en cámara de Neubauer; hematocrito con el uso de la técnica del micro hematocrito; hemoglobina mediante la técnica de Cianometahemoglobina; el volumen corpuscular medio (VCM) y concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) se calcularon en función de los resultados obtenidos para el recuento de eritrocitos, la hemoglobina y hematocrito (1, 7, 13,

14, 15). Mientras que en el presente estudio la determinación del recuento de eritrocitos e índices eritrocitarios (VCM, CHCM y HCM) se realizó utilizando el contador hematológico Humacount 30 TS (Alemania).

Serie Blanca

Tabla 3. Valores de la serie blanca en pecaríes de collar (*Pecari tajacu*) del CCCI

Variable	Media	D.E.	Mín.	Máx.
Leu. T μ L	10.762	5.887	3.700	33.100
N. Seg. %	50	10,84	28	71
N. Seg. μ L	5.466	2604	1.664	11.585
N. Cay. %	1	2,06	0	7
N. Cay. μ L	152	269	0	1.225
Linf. %	40	11,43	24	65
Linf. μ L	4.480	3.222	1.248	18.205
Eos. %	7	3,77	1	14
Eos. μ L	754	596	60	2.648
Mon. %	2	1,53	0	4
Mon. μ L	178	191	0	662
Bas. %	0,4	0,56	0	2
Bas. μ L	31	53,35	0	178

Leu. T - Leucocitos totales, N. Seg. - Neutrófilos Segmentados, N. Cay. - Neutrófilos en Cayado, Linf. - Linfocitos, Eos. - Eosinófilos, Mon. - Monocitos, Bas. - Basófilos

El valor promedio obtenido para los leucocitos totales en el presente estudio fue de 10.762 por microlitro, este valor es inferior al reportado por Jorge et al. (2015), cuyo valor en promedio es de 14.600 por microlitro (1), Almeida et al. (2011) reporta un valor de 12.470 por microlitro observándose un valor superior al del presente estudio (7), mientras que Mayor (2004) reportó un valor de 10.600, siendo el resultado de mayor similitud con el presente estudio (13). Carcamo (2004) reportó para el pecarí labiado un valor de 12.290 leucocitos totales por microlitro (14), mientras que Guerra (2007), reportó valores de 13.450 para pecaríes labiados machos y 11.720 en hembras (15), ambos autores reportaron valores superiores al presente estudio.

El resultado obtenido para el recuento absoluto de neutrófilos segmentados fue en promedio de 5.466 por microlitro, Jorge et al. (2015), reportó en promedio 5.900 neutrófilos segmentados por microlitro (1), siendo similar en relación con el presente estudio. Mientras que Almeida et al. (2011) reportó un valor de 7.219 neutrófilos segmentados por microlitro (7), observándose de este modo un valor bastante superior en comparación al reportado en el presente estudio y al de Jorge et al. (2015)(1).

Para el recuento absoluto de neutrófilos en

cayado en el presente estudio se reportó un promedio 152 por microlitro. Según Jorge et al. (2015) el valor promedio es de 200 por microlitro (1), siendo un valor superior. Mientras que Almeida et al. (2011) reportó un valor de 151 por microlitro(7), siendo similar a los resultados del presente estudio.

El promedio del recuento absoluto de linfocitos fue de 4.488 por microlitro. Jorge et al. (2015) reportó un valor de 7.300 por microlitro (1), mientras que Almeida et al. (2011), reportó un valor de 7.229 por microlitro (7), siendo valores superiores al del presente estudio. Mientras que Mayor (2004), reportó un valor de 3.760 por microlitro(13) siendo un valor menor al reportado en el presente estudio.

El valor reportado para el recuento absoluto de eosinófilos fue en promedio de 754 por microlitro. Jorge et al. (2015), reportó un valor de 900 por microlitro (1) observándose un valor superior con relación al presente estudio. Almeida et al. (2011) en cambio reportó un valor de 243 eosinófilos por microlitro (7) demostrando un valor inferior al reportado en el presente estudio. Mientras que Mayor (2004), reportó un valor de 700 eosinófilos por microlitro (13), siendo el valor más similar con relación al presente estudio.

El recuento absoluto de monocitos en promedio fue de 178 por microlitro. Jorge et al. (2015), reportó un valor de 200 por microlitro (1), presentando un valor similar al del presente estudio. A diferencia de lo reportado por Almeida et al. (2011), donde el valor promedio es de 107 por microlitro (7), representando un valor inferior a lo reportado en el presente estudio.

En el presente estudio se determinó la presencia de basófilos, reportándose un valor de 31 basófilos por microlitro, presentando una gran diferencias con relación a lo reportado por Jorge et al. (2015), Almeida et al. (2011) y Mayor (2004), donde el valor reportado para esta célula fue 0 por microlitro (1,7,13). Mientras que Cárcamo (2004) y Guerra (2007), no reportaron ningún valor con relación a dicha célula.

Las diferencias encontradas en la serie blanca del presente estudio contrastando con otros autores (Tabla 4), se pueden atribuir a tres factores; frotis sanguíneo; estrés generado por captura y método de procesamiento de muestras:

Tabla 4. Valores hematológicos de la serie blanca de *Pecari tajacu* y *Tayassu pecari*

Variable	(Palacios, 2019) <i>Pecari tajacu</i> N = 26	(Jorge, 2015) <i>Pecari tajacu</i> N = 73	(Almeida, 2011) <i>Pecari tajacu</i> N = 21	(Mayor, 2004) <i>Pecari tajacu</i> N = 27	(Cárcamo, 2004) <i>Tayassu pecari</i> N = 44	(Guerra, 2007) <i>Tayassu pecari</i>	
						N= 17 Machos	N= 15 Hembras
Leu. T μL	10.762	14.600	12.470	10.600	12.290	13.450	11.720
N. Seg. μL	5.466	5.900	7.219	5.620	-	-	-
N. Cay. μL	152	200	151	-	-	-	-
Linf. μL	4.480	7.300	7.229	3.760	-	-	-
Eos. μL	754	900	243	700	-	-	-
Mon. μL	178	200	107	0	-	-	-
Bas. μL	31	0	0	0	-	-	-

Leu. T - Leucocitos totales, N. Seg. – Neutrófilos Segmentados, N. Cay. – Neutrófilos en Cayado, Linf. – Linfocitos, Eos. – Eosinófilos, Mon. – Monocitos, Bas. – Basófilos. N - Número de animales muestreados

- **Frotis sanguíneo:** Con relación a los basófilos son células poco frecuentes en los frotis sanguíneos de animales, depende del campo recorrido durante el conteo diferencial de células blancas para encontrarlos (20). Son muy escasos en los mamíferos, más frecuente en aves (21).

- **Estrés generado por captura:** El estrés relacionado a la captura física genera por parte de los leucocitos al igual que en los eritrocitos un patrón bifásico: la leucocitosis linfocítica causada por las catecolaminas, es seguida por leucocitosis con linfopenia y neutrofilia inducidas por corticosteroides. Como ya fue mencionado anteriormente el efecto de las catecolaminas tiene una duración de entre 20 y 30 minutos, iniciado el estímulo estresante donde las mismas aumentan en la circulación sanguínea y linfática, movilizandolos leucocitos retenidos en vasos capilares y en nódulos linfáticos (reserva marginal) provocando leucocitosis con neutrofilia y linfocitosis. En esta fase, monocitos y eosinófilos pueden aumentar o disminuir, transcurridos los 20 a 30 minutos se inicia el efecto de los corticosteroides. Éstos provocan leucocitosis y neutrofilia, pero linfopenia y eosinopenia, dándose o no monocitosis, dependiendo de la especie. Los efectos de los corticosteroides incluyen el incremento del número de neutrófilos circulantes, y la disminución de los linfocitos y los eosinófilos (17).

Como la extracción sanguínea se realizó en promedio a los 31 minutos se puede suponer que los animales se encontraban ubicados en la fase de los corticosteroides donde hay un aumento de los neutrófilos y disminución de los linfocitos lo cual puede explicar la diferencia con relación a Jorge et al. (2015) y Almeida et al. (2011), debido que los autores mencionados obtuvieron las muestras sanguíneas durante la fase de las catecolaminas es decir entre los primeros 20 a 30 minutos de captura, por lo tanto se

puede concluir que ocurrió un aumento de linfocitos teniendo una relación N:L menor que 1 para los neutrófilos, mientras que en el presente estudio la relación de N:L fue mayor que 1 para los neutrófilos ya que se encontraban en la fase de los corticosteroides. Además los esteroides pueden inducir la apoptosis de los linfocitos cambiando sus patrones en la circulación y generando la duplicación de neutrófilos circulantes (22).

- **Método de procesamiento de muestras:** Los autores anteriormente mencionados obtuvieron los valores para el recuento de leucocitos totales por método manual en cámara de Neubauer (1, 7, 13, 14, 15). Mientras que en el presente estudio la determinación de leucocitos totales se realizó utilizando el contador hematológico Humacount 30 TS (Alemania). Con relación al recuento diferencial de leucocitos en todos los estudios se realizó a partir de frotis sanguíneo teñido contando 100 leucocitos y luego siendo diferenciados en cinco tipos de células denominadas neutrófilos segmentados, neutrófilos en cayado, eosinófilos, linfocitos, monocitos y basófilos, características importantes que la mayoría de los contadores hematológicos suelen pasar por alto.

Tabla 5. Valores de la serie plaquetaria en pecaríes de collar (*Pecari tajacu*) del CCCI

Variable	Media	D.E.	Mín.	Máx.
Plaquetas Totales μL (Cont. Hem.)	119.808	66.252	3.000	230.000
Plaquetas Totales μL (Cont. Frot.)	138.231	46.086	40.000	226.000

Cont. Hem. – Contador hematológico. Cont. Front. – Conteo por frotis

Los valores reportados para las plaquetas por contador hematológico fueron en promedio 119.808 por microlitro, mientras por medio de conteo en

lámina de frotis teñido se encontraron en promedio 138.231. Ambos valores se encontraron dentro del rango de referencia reportado por Jorge et al. (2015), de 81 – 583 por microlitro (1), pero alejados de su promedio de plaquetas que fue de 280.000 por microlitro. Mientras que Sutherland-Smith et al. (2014) manifestó un rango de referencia de 106 – 255 siendo el más acorde al presente estudio (23). Los demás autores anteriormente mencionados, sólo establecieron rangos para la serie roja y blanca, no determinaron el conteo de la serie plaquetaria.

Las diferencias encontradas en los tipos de conteo celular del presente estudio y en relación a los autores anteriormente mencionados se pueden deber a método de conteo.

La evaluación microscópica de un frotis de sangre es una parte esencial, sirviendo como una importante verificación cruzada de los resultados numéricos generados por un contador automático tanto para plaquetas como para leucocitos, proporcionando información crítica en una situación de emergencia (24). En términos generales, si la concentración de plaquetas determinada por un contador hematológico está dentro del rango de referencia, se puede considerar adecuada. Sin embargo, si la concentración de plaquetas disminuye, se debe examinar un frotis de sangre para confirmar este hallazgo y buscar grupos de plaquetas en la cola del frotis con aumento bajo. Además en ocasiones las plaquetas se pueden aproximar en diámetro a los eritrocitos, denominándose macroplaquetas, (25). Cabe resaltar que el uso de anticoagulante EDTA genera plaquetas satélite, refiriéndose a la agregación que presentan las plaquetas a los neutrófilos produciendo un anillo o satélite a su alrededor confundiendo al contador automático, pero no a un profesional con experiencia en la inspección de frotis (26). Por último se debe tener en cuenta que la sangre que tiene más de 6 a 12 hs. de reposo tiende a la formación de grumos de plaquetas (agregación plaquetaria) y presentación de leucocitos distorsionados (24).

Por lo tanto aunque se tenga un contador hematológico, se recomienda realizar una estimación de plaquetas en el frotis, sobre todo en casos donde el número de plaquetas es bajo en el contador, para concluir la presencia o ausencia de trombocitopenia primero se debe descartar:

- Examinar como mínimo 10 campos y verificar que el número de plaquetas por campo es menor a 3.
- Examinar cola y bordes del extendido con la

finalidad de descartar agregación plaquetaria, una forma de evitar los agregados plaquetarios es realizar el recuento de plaquetas por el contador hematológico y frotis lo más rápido posible tras la extracción.

- Comprobar que la muestra sanguínea no presenta coágulos (27).

En el presente estudio se realizó primeramente el conteo de plaquetas totales vía contador hematológico Humacount 30 TS (Alemania) y posteriormente el control cruzado vía frotis debido a que el valor mínimo mediante el contador hematológico fue bastante inferior. Por lo tanto se optó como valor más significativo y exacto el proporcionado por el conteo de frotis sanguíneo, mismo método utilizado por Jorge et al. (2015)(1).

Cabe resaltar que fue descartada la presencia de hemoparásitos en sangre a través del frotis sanguíneo y no fueron consideradas deficiencias nutricionales que puedan alterar los valores hemáticos debido a la alta adaptabilidad del sistema digestivo del pecarí a las dietas en cautiverio (33) y no fueron evidenciadas alteraciones como parásitos, heridas o características de emaciación durante la inspección.

CONCLUSIÓN

Los pecaríes de collar son clasificados como una especie que no está necesariamente amenazadas de extinción pero podría llegar a estarlo, por lo tanto se recomienda continuar con el trabajo y recolectar un mayor número de muestras biológicas e información acerca de la especie con la finalidad de evaluar su condición fisiológica y crear un rango de referencia de mayor relevancia para velar por su mejor conservación y manejo en cautiverio.

Además se recomienda realizar la extracción sanguínea de la vena femoral por el mayor volumen de sangre obtenido con precaución y conocimiento de la ubicación y trayecto de dicho vaso sanguíneo; en caso de utilizar el mismo método de contención química utilizar una dosis de 1,65 mg/kg de zoletil en combinación con 0,011 mg/kg de medetomidina y 0,012 mg/kg de azaperone para evitar reaplicaciones; realizar un frotis sanguíneo con sangre fresca luego de la extracción y otro con sangre con anticoagulante (de preferencia EDTA) a modo de evaluar y comparar el efecto del anticoagulante sobre las células sanguíneas; y por último realizar el procesamiento de muestras antes de las 12 hs. de la

extracción.

AGRADECIMIENTOS

Al médico veterinario PhD. Juan Manuel Campos Krauer por conceder los permisos para la realización del presente trabajo en el CCCI y al personal técnico del establecimiento por su apoyo logístico.

A los biólogos PhD. Jeff Holland; PhD. Dennis Meritt y al médico veterinario PhD. Gary West, por el aliento proporcionado y las sugerencias objetivas para la construcción del trabajo de investigación.

A los co-autores de la Universidad Nacional de Asunción. Facultad de Ciencias Veterinarias y al bioquímico especialista en hematología Fernando Arevalos por brindar sus conocimientos, consejos y experiencia para desarrollar este proyecto.

BIBLIOGRAFÍAS

1. Jorge E, Silva C, Ritter R, Monteiro M, Albuquerque N. Hematological markers and biochemical profiles in terms of gender and age of captive collared peccaries (*Tayassutajacu*) in eastern Amazon. *Genetics and Molecular Research*. Brasil. 2015; 14 (4): 14999 – 15007.
2. Malzoni F. *Artiodactyla – Tayassuidae e Suidae* (Queixada, Cateto e Javali). En: Cubas Z, Silva, Catão-Dias, J. *Tratado de animais selvagens*. 2ª ed. São Paulo: Roca; 2014. p. 1037 – 1053.
3. Minervino A, Araújo C, Barreto-Junior R, Soares H, Oliveira M, Mori C, Neves K, Vale W, Gennari S, Ortolani E. Serum Biochemistry of Collared Peccaries (Pecari Tajacu) in Captivity in Northeastern Brazil. *Pakistan Veterinary Journal*. Faisalabad, Pakistan. 2014; 34 (4): 538 – 540.
4. CCCI (Centro Chaqueño para la Conservación e Investigación) [sede Web]. Boquerón, Paraguay; 2012. [Acceso 7 mar. 2019]. Nuestra historia [1 página]. Disponible en: <http://www.cccipy.org/es>.
5. The IUCN Red List of Threatened Species [sede Web]. Sui; IUCN; 2019. [Acceso 10 mar. 2019]. Pecari Tajacu [10 páginas]. Disponible en: <https://www.iucnredlist.org/es/species/41777/10562361>.
6. Neris N, Colmán F, Ovelar E, Sukigara N, Ishii N. Guía de mamíferos medianos y grandes del Paraguay. Asunción, Paraguay: SEAM y JICA; 2002.
7. Almeida A, Nogueira-Filho S, Nogueira S, Munhoz A.

2011. Aspectos hematológicos de catetos (*Tayassu Tajacu*) mantidos em cativeiro. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. Brasil. 2011; 31 (2): 173 – 177.

8. Wittwer M F. *Manual de patología clínica veterinaria*. Valdivia, Chile: América; 2012

9. Lochmiller R L, Hellgren E C, Robinson R M, Grant W E. Techniques for collecting blood from collared Peccaries, *dicotyle tajacu*. *Journal of Wildlife Diseases*. Estados Unidos. 1984; 20 (1): 47-50.

10. Padilla L R, Ko J C. Nondomestic Suids. En: West G, Heard D J, Caulkett N. *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia*. 2ª ed. New Jersey, Estados Unidos: John Wiley & Sons, Inc.: 2014. p. 773 – 785.

11. Soares B J, Brilhante B F, Dias A E, Barbosa C E, Maio G R, Filgueira R C, Rodrigues N F, Soto-Blanco B. Efeitos da contenção física e química sobre os parâmetros indicadores de estresse em Catetos (*tayassu tajacu*). *Acta Veterinaria Brasílica*. Brasil. 2009; 3 (2): 92 – 97.

12. Emmons L H. Mamíferos de los bosques húmedos de América tropical: Una guía de campo. Santa Cruz de la Sierra, Bolivia: F.A.N. 1999.

13. Mayor A P. Fisiología reproductiva y desarrollo de métodos diagnósticos del estado reproductivo de la hembra del pecarí de collar (*Tayassu Tajacu*) de la Amazonía. [Tesis]. Barcelona, España: Universidad Autónoma. 2004.

14. Carcamo G. Valores hematológicos en huanganas (*Tayassu Pecari*) criadas en cautiverio en el zoológico patronato parque de las leyendas. [Tesis]. Lima, Perú: Universidad Nacional. 2004.

15. Guerra C D. Valores de referencia para hematología del pecarí de labios blancos (*Tayassupehari*): efectos del sexo, edad y población. 2007. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/323401335_Valores_de_referencia_para_hematologia_del_pehari_de_la_bios_blanco_Tayassu_pehari_efectos_del sexo_edad_y_poblacion - [_Reference_values_of_hematological_parameters_in_white-lipped_peccaries_Tayassu_pe](https://www.researchgate.net/publication/323401335_Reference_values_of_hematological_parameters_in_white-lipped_peccaries_Tayassu_pe)

16. Lopez-Olvera J R, Marco I, Jordi M, Casas-Díaz E, Lavin S. Effects of acepromazine on the stress response in Southern chamois (*Rupicapra pyrenaica*) captured by means of drive-nets. *The Canadian Journal of Veterinary Research*. Canada. 2007; 71: 41 – 51.

17. Bach E. Modificaciones hematológicas asociadas a la anestesia en el lince ibérico (*Lynx Pardinus*). 2008. Disponible en: https://www.lynxexsitu.es/ficheros/documentos_pdf/11/Bach_Tesina_2008.pdf

18. Kraft W, Dürr U M. Diagnóstico de laboratorio clínica en veterinaria. Málaga, España: Edimsa; 2000.
19. Gaal T. Factores preanalíticos. En: Ceron M J J. Analisis Clínicos en pequeños animales. 1ª ed. Buenos Aires: Inter-Médica; 2013. p. 19 - 24
20. Villiers E, Blackwood L. Manual de diagnóstico de laboratorio en pequeños animales. Barcelona, España: Lexus. 2012.
21. Latimer K S. Duncan & Prasse's Veterinary Laboratory medicine. 5ª ed. Londres, Reino Unido: Wiley – Blackwell. 2011.
22. Weiser G. Interpretação da resposta leucocitária à doença. Entre: Thrall M A, Weiser G, Allison R W, Campbell T W. Hematología e bioquímica clínica veterinária. 2ª ed. São Paulo, Brasil: Roca Ltda; 2015. p. 276 – 305
23. Sutherland-Smith M. Suidae and Tayassuidae (Wild Pigs, Peccaries). En: Fowler M, Miller R E. Zoo and Wild Animal Medicine. 8ª ed. Philadelphia, Estados Unidos: Saunders; 2014. p. 568 – 584.
24. Knoll J S. Blood Smear Microscopic Examination. En: Vaden S L, Knoll J S, Smith Jr W.K., Tilley L P. 1ª ed. Iowa, Estados Unidos: Wiley – Blackwell; 2009. p. 109 – 111.
25. Weiser G. Tecnologia Laboratoriais em medicina veterinária. En: Thrall M A, Weiser G, Allison R W, Campbell T W. Hematología y bioquímica clínica veterinaria. 2ª ed. São Paulo, Brasil: Roca Ltda; 2015. p. 22 – 86
26. Clark K S, Hippel T G. Routine and point-of-care testing in hematology: Manual and semi automated methods. En: Rodak B F, Fritsma G A, Keohane E M. Hematology Clinical Principles and Applications. 4ª ed. Estados Unidos: Elsevier; 2012. p. 172 -191
27. Ceron J, Couto G. Hemostasia. En: Thrall M A, Weiser G, Allison R W, Campbell T W. Hematología e bioquímica clínica veterinária. 2ª ed. São Paulo, Brasil: Roca Ltda; 2015. p. 71 – 89.
28. Cattet M, Caulkett N, Pollschuk S, Ramsay M. Reversible immobilization of free-ranging polar bears with medetomidine-zolazepam-tiletamine and atipamezole. Journal of Wildlife Diseases. Estados Unidos. 1997; 33 (3): 611 - 617
29. Sutherland-Smith M, Campos J M, Cramer C, Thorstadt C, Toone W, Morris P. Immobilization of chacoan peccaries (*Catagonus Wagneri*) using medetomidine, telazol, and ketamine. Journal of Wildlife Diseases. Estados Unidos. 2004; 40 (4): 731–736.
30. Siegal-Willott J, Citino S, Wade S, Elder L, Hayek L, Lance W. Butorphanol, azaperone, and medetomidine anesthesia in free-ranging white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) using radio transmitter darts. Journal of Wildlife Diseases. Estados Unidos. 2009; 45 (2): 468 – 480.
31. Ellis C, Wehtje M, Wolfe L, Wolff P, Hilton C, Fisher M, Green S, Glow M, Halseth J, Lavelle M, Snow N, VanNatta E, Rhyan J, VerCauteren K, Lance W, Nol P. Comparison of the efficacy of four drug combinations for immobilization of wild pigs. European Journal of Wildlife Research. 2019; 65:78
32. Villa M, Miranda-Chumacero G, Wallace R. Estimación de edades mediante análisis dentales en individuos de *Tayassu pecari* y *Pecari tajacu* (*Artiodactyla: Tayassuidae*). Revista Mexicana de Biodiversidad. 2013; 84: 1167-1178
33. Castellano T, Mangini P, Order *Artiodactyla*, Family *Tayassuidae* (Peccaries). En: Fowler M, Cubas Z. Biology, medicine and surgery of south american wild animals. Iowa, Estados Unidos: Iowa State: University Press. 2001. p. 377 – 391.