UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
E.A.P. DE ..MEDICINA VETERINARIA

Valores hematológicos en Huanganas (Tayassu Pecari) criadas en cautiverio en el zoológico Patronato Parque de las Leyendas

TESIS Para optar el título profesional de MEDICO VETERINARIO

AUTOR
Carcamo Rojas Gabriela Desiree

LIMA – PERÚ 2004

I. INTRODUCCIÓN

El *Tayassu pecari,* conocido en el Perú como huangana, es el ungulado más común de la amazonía que integra el ecosistema y es importante fuente de carne para la población local, de tal manera que es un recurso indispensable para los cazadores de subsistencia y para el comercio de pieles. También es útil en los mercados urbanos, en donde es comercializada ilegalmente en forma de carne de monte, para obtener ingresos financieros. Las pieles tienen un valor económico mayor para la economía nacional y el comercio internacional, porque traen moneda extranjera al Perú. Es por lo tanto necesario el manejo de esta especie en la amazonía peruana con el fin de regular la presión de caza a niveles razonables que permitan caserías a largo plazo sin dañar las poblaciones.

Pese a que la huangana es una especie de la fauna silvestre que está tomando importancia en el comercio, en nuestro medio no se han realizado estudios acerca de los valores hematológicos de esta especie, conocimiento básico para la ayuda diagnóstica de enfermedades infecciosas, parasitarias, etc.

El presente trabajo, tiene por objetivo determinar los valores hematológicos de hemoglobina, hematocrito, conteo de eritrocitos, leucocitos, índices eritrocíticos y recuento diferencial de leucocitos; proporcionando datos adicionales sobre el perfil sanguíneo, que servirán de ayuda al médico veterinario al momento de hacer una evaluación sanitaria.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 GENERALIDADES

Al *Tayassu pecari* se le conoce como báquiro en Venezuela, cariblanco en Costa Rica, pecari labiado en Argentina, queixada en Brasil, puerco de monte en Guatemala y Panamá, chancho de trompa en Bolivia, jabalí de labios blancos en México, cafuche en Colombia y huangana en el Perú (Emmons y Feer, 1990).

La fauna silvestre contribuye a la alimentación humana de todo el país, siendo mayor su aporte en la selva. Así tenemos que actualmente se consumen unas 13000 TM de carne de monte en la amazonía. Entre las especies más importantes en la producción de carne de monte se encuentra la huangana (Brack, 1987).

Según el Libro Rojo de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN), la Huangana es una especie común y no recibe atención especial. Está considerada dentro del apéndice II de la CITES (Comercio Internacional de Tráfico de Especies Salvajes de la Fauna y de la Flora) (Bodmer *et al*, 1988).

2.1.1 Taxonomía

La huangana es clasificada de la siguiente manera:

REINO : Animal
PHYLUM : Cordata
CLASE : Mammalia.
ORDEN : Artiodactyla
FAMILIA : Dicotylidae
GÉNERO : Tayassu
ESPECIE : *Tayassu pecari* (Linnaeus, 1758).

2.1.2 Distribución

Habita el sur de Veracruz y Oaxaca en México, sur de Uruguay y el norte de Argentina. En la parte septentrional de su área de expansión (México y América Central) su presencia se restringe a bosques tropicales húmedos, pero en Sudamérica aparece también en hábitats secos (Bodmer *et al,*1998). En el Perú, se distribuye en la región amazónica, hasta los 800 y 900 m.s.n.m. en Selva Alta; no se le encuentra al Oeste de los Andes (Grimwood, 1968).

En la Reserva Nacional Pacaya Samiria se encuentra habitando las restingas altas y bajas, y marginalmente los aguajales eutrofizados, caracterizados por presentar un piso más o menos compacto (Aquino, *et al*, 2001).

A lo largo del río Amazonas existen grandes extensiones de bosques tropicales en zonas bajas que son inundados 4 a 8 meses de cada año por el río. Estos bosques en terreno aluvial a menudo son conocidos como “bosques de varzea” (Sick, 1993), al parecer la huangana prefiere estos lugares (Bodmer, 1990).

2.1.3 Características

La huangana es similar en apariencia a los cerdos salvajes, tiene una longitud de 90 a 130 cm y una altura de 50 a 60 cm (Sowls, 1997). El peso de los

machos adultos fluctúa entre 36 a 42 kg; siendo el promedio de 38.4 kg y las hembras adultas entre 34 y 45 kg; con un promedio de 39.3 kg (Bodmer *et al*, 1988). No muestra dimorfismo sexual.

Su piel está cubierta de cerdas largas en la región dorsal y cortas en los flancos. Estas cerdas que varían del rojizo al negro alcanzan un tamaño de 28 a 115 mm. Las partes ventrales y laterales de la mandíbula hasta la garganta tiene cerdas blanquecinas. Otra característica única de la piel de estos animales es la presencia de una glándula dorsal con olor localizada en la parte media del dorso (Sowls, 1997). Esta glándula contribuye al olor de almizcle fuerte que caracteriza a las manadas y a su carne, al parecer es usada como un mecanismo para cohesión social y para definir su territorio (Bodmer, 1989).

Estos animales poseen una cabeza grande y de forma triangular, con una cara plana que termina en su porción anterior con un disco donde se encuentra la nariz. El cuello es corto, su cuerpo es compacto y en forma de barril. Los ojos son pequeños, con escasa visión, pero su magnifico olfato compensa este déficit (Sack, 1982). Las patas son cortas y delgadas, las delanteras tienen cuatro dedos, los dos centrales están modificados y forman la pezuña. Las patas traseras poseen tres dedos, dos de los cuales están modificados también para la formación de la pezuña (Leopoldo, 1982). La cola es vestigial (6 a 9 vértebras comparada a 23 en el cerdo) y las orejas son ovaladas y erectas (Wetzel, 1977). La hembra presenta dos pares de mamas. La leche de esta especie es baja en grasa y en sólidos totales a comparación del cerdo doméstico (Sowls, 1978).

La fórmula dental de los pecaries es ?(I2/3, C1/1, PM3/3, M3/3)x2 =38?. Los caninos superiores tienen forma de colmillos, y a diferencia del cerdo crecen hacia abajo. Los caninos inferiores, están dirigidos hacia dorsal, es decir crecen hacia arriba similar a la dentición de un carnívoro. La longitud promedio es de 40 mm. Hay un espacio entre los caninos y los premolares. Los premolares y los molares

forman una serie continua de dientes, incrementándose gradualmente en tamaño del primero hasta el último. El último premolar es casi complejo como los molares (Norwalk y Paradiso, 1983; Sack, 1982).

Los pecaries tienen una voluminosa bolsa gástrica y dos bolsas ciegas (ciego) en el estómago, adicionada a la porción glandular del estómago. Se sabe que la fermentación ocurre en el estómago de los pecaries con la resultante producción de ácidos grasos volátiles (Norwalk y Paradiso, 1983; Sack, 1982).

Como datos biológicos tenemos que la temperatura corporal normal de éstos fluctúa entre 38.5-39.1°C; el pulso normal varía de 110-121 pulsaciones por minuto, pudiendo incrementarse a 180 latidos por minuto si el animal está excitado o es perseguido. La frecuencia respiratoria normal varía de 12 a 20 respiraciones por minuto, ocurriendo el más alto rango de respiración en días de calor (Wallach y Boever, 1983).

La temperatura ambiental no es crítica para esta especie, pudiendo permanecer al descubierto durante los meses de invierno en Norteamérica (Wallach y Boever, 1983).

2.1.4 Comportamiento

Las huanganas son gregarias y usualmente caminan en manadas que tienen la reputación de ser muy agresivas (Leopold, 1959). Éstas pueden sobrepasar los 100 individuos, se han registrado manadas de hasta más de 200 animales (Mayer y Brandt, 1982), conteniendo grupos de animales de todas las edades y ambos sexos (Mayer y Wetzel, 1987). Convirtiéndose así en el único ungulado del bosque neotropical que vive en manadas tan grandes. Es factible que durante ciertas temporadas, las grandes manadas se disgreguen en grupos más pequeños, dependiendo de la distribución y abundancia del alimento disponible. La detección de grupos pequeños en una área dada, puede deberse

también a la presión de cacería y quizás a incrementos eventuales en la tasa de mortalidad y a la disminución en la tasa de reclutamiento (March, 1990).

Debido a su gran tamaño, es de esperar que una manada necesite un área enorme para abastecerse de alimento y otros recursos. Ocasionalmente, grupos y hasta poblaciones enteras han desaparecido de su área tradicional, lo que ha llevado a la suposición de que los animales emigraron de su área en busca de tales recursos (Bodmer, 1990; Kiltie, 1980; Kiltie y Terborgh, 1983; Sowls, 1984; Vickers, 1991). Sin embargo, Fragoso (1994) contradice esta hipótesis y sugiere que las desapariciones locales son causadas por declives poblacionales in situ, causadas por mortalidad y/o falta de reproducción.

Muy probablemente el ciclo de actividad diaria de la huangana difiere a través del año y depende de diversos factores. Es factible que la abundancia de alimento determine en gran medida la actividad diaria. Son activos tanto de día como de noche, aunque son principalmente diurnos (March, 1990). Las manadas suelen recorrer largas distancias, visitando periódicamente cada área por unas pocas horas o por un día o dos, y proseguir después con su movimiento (Emmons y Feer, 1990).

En un estudio hecho por Bodmer *et al* (1990), al sureste de Iquitos (entre el río Tahuayo y la quebrada Blanca) se estimó una densidad de 1.3 animales por kilómetro cuadrado. El recorrido diario de una manada puede ser hasta de 10 km y el rango hogareño de 60 a 200 kilómetros cuadrados (Kiltie y Terborgh, 1983).

En los bosques Neotropicales las manadas son escuchadas mucho antes de ser vistas por el ruido ensordecedor producido con sus dientes, rompimiento de los frutos de palmeras, gruñidos y resoplidos (Bodmer, 1989).

En tiempo de calor, suelen refugiarse en un matorral o bajo una roca grande, mientras que en tiempo de frío los animales pueden cavar un hueco en la tierra para protegerse (Sowls, 1984).

Los pecaríes de labios blancos tienen como depredadores al hombre, al jaguar (*Pantera onca*) y al puma (*Felis concolor*) (Kiltie y Terborgh, 1983; Leopold, 1959; Mayer y Brandt, 1982; March, 1990).

2.1.5 Alimentación

Son principalmente vegetarianos, comen frutos de cactus, tubérculos, bayas y raíces y otras partes de plantas (Mayer y Wetzel, 1987), completando su dieta con invertebrados y pequeños vertebrados (Hoogesteijn, 1980; Hwindberg-Hansen, 1970; Kiltie, 1980). Ocasionalmente pueden comer serpientes y no parecen sufrir daños por mordedura de éstas (Kiltie, 1982).

Basados en el análisis de contenido estomacal de las muestras de caza, la dieta de esta especie en la amazonía peruana está comprendida por 60% de frutos, 24% de hojas y fibras y 10% de animales. Entre los frutos y semillas más importantes que consumen en el Nororiente peruano se encuentran las palmeras del género *Iriartea, Euterpe, Astrocaryum* y *Mauritia* (Bodmer, 1989). Debido a su tamaño son capaces de aplastar con sus mandíbulas las semillas y nueces más duras (Kiltie, 1982), masticándolas completamente, de tal manera que sólo las más diminutas no son destruídas y pasan intactas a través de sus aparatos digestivos, es por esta razón que son consideradas depredadoras de semillas antes que dispersadoras, ya que solo dispersa las semillas más grandes cuando las escupen durante la masticación (Bodmer,1991).

Los períodos de alimentación están precedidos por períodos de reposo dentro de una secuencia más o menos homogénea, principalmente diurnos (March, 1990).

2.1.6 Reproducción

La huangana es poliestra y en la amazonía peruana se reproduce todo el año. La hembra alcanza la madurez sexual alrededor de 1.5 años (Gottdenker y Bodmer, 1998).

El período de gestación es de 156 a 162 días (Roots, 1966). El número de crías por camada es de 1 a 4, siendo el promedio de 2 (Mayer y Brandt, 1982). Las crías pueden pesar entre 500 a 900gr cada una, ellas pueden correr a horas de nacidas y acompañar a sus madres cuando éstas se reintegren a la manada. Sólo permanecen con sus madres por dos a tres meses. Si una camada se pierde, la hembra puede rápidamente aparearse otra vez y dar una segunda camada anual (Mayer y Wetzel, 1987).

Los períodos entre los partos oscilan entre los 6 y 14 meses (Fradrich, 1986). La duración usual del ciclo estrual es de 18 a 21 días y el período de estro no dura más de dos días (Roots, 1966).

La ecología de comportamiento, densidad, nutrición, y/o factores de enfermedades pueden contribuir para una relativamente baja productividad de *T. pecari* comparada a la de las poblaciones de pecaries en el Noreste de la Amazonía Peruana. Si los *T. Pecari* forman manadas grandes se debe en parte a una estrategia para defenderse de los depredadores (Kiltie y Terborgh, 1983), además pueden tener una mortalidad reducida debido a los depredadores naturales.

2.1.7 Contención Química

Es necesario una inmovilización química para facilitar un examen físico exhaustivo. Sólo los medicamentos vía intramuscular son factibles en esta especie. El uso de dardos y cerbatana o bastón jeringa son primordiales para inyectar el medicamento. El grosor de la capa de grasa debería ser considerado cuando se decide la longitud de la aguja (Fowler, 1993).

La ketamina puede ser usada para inmovilizar a estos animales, cuando es administrado vía intramuscular en la dosis de 10 a 30 mg/kg. La dosis más baja produce tranquilización e inmovilización. La dosis más alta produce período corto de anestesia quirúrgica. La ataxia ocurre en 1.2 a 1.7 minutos seguidos a la inyección ; y la inmovilización ocurre en 2.2 a 2.8 minutos. El nivel máximo de analgesia es alcanzado aproximadamente a los 8.5 minutos posterior a la inyección y dura de 10 a 20 minutos. Si se llega a producir sialorrea, es recomendable administrar atropina en dosis de 0.04mg/Kg (Wallach y Boever, 1983). La ketamina se distribuye rápidamente en todos los tejidos del organismo, principalmente en el tejido adiposo, hígado, pulmón y encéfalo (Booth, 1988).

Efecto de los anestésicos y de los sedantes sobre los valores sanguíneos

A menos que el animal esté bien adaptado a que le saquen muestras de sangre, lo que no es usual, estará estresado durante el procedimiento (es decir, por el acercamiento del operador, captura, sujeción, administración de agentes inmovilizantes, y obtención de la muestra). Como parte de la reacción de estrés, se producen catecolaminas (adrenalina, noradrenalina). Una de las acciones de estas hormonas es provocar que se contraiga el bazo. El bazo es un lugar de almacenamiento de glóbulos rojos, y en algunas especies, puede almacenar hasta el 25% de los glóbulos rojos del cuerpo. Cuando se contrae, se liberan glóbulos rojos a la circulación. No es una reacción anormal pero suministra a la sangre una mayor capacidad de transporte de oxígeno para afrontar una situación normal de "pelea". Por lo tanto, el recuento de hematíes, el hematocrito y los niveles de hemoglobina estarán artificialmente altos en las muestras de sangre obtenidas de animales concientes estresados (SECAL, 1997).

Algunos anestésicos generales y agentes sedantes comúnmente utilizados afectan el recuento celular y otras medidas asociadas al contraer y relajar la cápsula esplénica (Yale y Torhorst, 1972; Mattheijj y Pijkeren, 1977). Cuando la relajación esplénica es completa, el recuento de hematíes alcanza un nivel bajo constante y el animal puede incluso mostrar pseudoanemia. Conforme vuelve a la

consistencia, el tono del músculo liso esplénico vuelve a la normalidad y por lo tanto el recuento de hematíes se incrementa. Las siguientes drogas provocan relajación esplénica: clorhidrato de xilazina (Rompun), clorhidrato de promazina, barbitúricos, acetilpromacina y diazepam (valium) (SECAL, 1997).

No se ha encontrado literatura sobre los efectos de la ketamina en los valores hematológicos.

2.1.8 Sanidad

En general, los pecaries son manejados como a los cerdos domésticos, en relación a medicina preventiva, procedimiento de cuarentena, vacunaciones, diagnóstico y tratamiento de enfermedades (Wallach y Boever, 1983). Son potencialmente susceptibles a todas las enfermedades reportadas en cerdos domésticos, ellos pueden manifestar cualquier cuadro clínico o como estado de portador (Wallach y Boever, 1983).

Las enfermedades o infecciones más comunes en condiciones de cautiverio son, la anemia y los parásitos internos y externos. La anemia es un síndrome que afecta generalmente a los animales menores de 4 meses, causada por la deficiencia de hierro y otros minerales. Se observa pérdida del apetito y del brillo del pelo, desarrollo lento, la respiración se torna rápida. Se debe corregir con una alimentación más completa o con inyecciones de hierro de acuerdo a su peso (Tapia, 1996).

Normalmente no tienen problemas con parásitos internos, pero cuando no hay suficiente higiene o los corrales están infestados, pueden ocurrir consecuencias serias. Los Áscaris y los Hyostrongylus son los más peligrosos, los animales adelgazan rápidamente; en el caso de la infestación con áscaris pueden presentar fiebre alta y tos por lo que podría pensarse que tienen pulmonía o bronquitis. Se debe proporcionar vermífugos y antiparasitarios con la comida (Tapia, 1996).

También se incluyen las enfermedades bacterianas, causadas por *Salmonella muenchen* y *Echerichia Coli*, mala oclusión, heridas corporales provocadas por peleas o accidentes y cólera porcino debido a que es susceptible a este virus que afecta a los cerdos domésticos (Tapia, 1996).

2.1.9 Experiencias en cautiverio

Han sido mantenidos en zoológicos, pero son de temperamento irascible e impredecible dificultándose su manejo (Sowls, 1984; Fradrich, 1986 y Crandell, 1964). Las condiciones óptimas son similares a las requeridas por los cerdos domésticos (Houston, 2004).

Alojamiento

Los requerimientos de espacio en el alojamiento interior pueden extrapolarse de los estándares mínimos establecidos para el cerdo doméstico: 3.72 - 5.58m^2 por macho, 3.72 - 5.58m^2 por cerda con su camada (si se alojan aisladas), y 1.86 - 2.79m^2 por cerda con su camada si se aloja junto a otros individuos (Fritschen y Muehlin 1980). Los pecaries al igual que los cerdos domésticos prefieren cierta intimidad después del parto. Los machos, e incluso algunas hembras pueden desarrollar conductas agresivas hacia las crías recién nacidas. La altura de los alojamientos interiores debe ser al menos de 1.5m, ya que los pecaries son buenos saltadores (Houston, 2004).

Los alojamientos exteriores, deben proporcionar espacio suficiente a los animales para que puedan ejercitarse y exteriorizar sus actividades normales. El espacio mínimo por animal puede deducirse doblando el espacio recomendado para el alojamiento en interiores. Las barreras de contención verticales, deberán ser lo suficientemente altas al menos 1.5m de alto (Houston, 2004).

Temperatura

Los cerdos y pecaríes están adaptados a un amplio rango de temperaturas; los pecaries son los más tolerantes a temperaturas extremas. Las crías de

pecaries al igual que las del cerdo doméstico, requieren temperaturas más altas que los adultos (Curtis, 1980).

Las hembras gestantes deben disponer de una paridera o un establo con material para hacer su nido, como paja o heno. Los nidos deben estar en zonas bien ventiladas pero libres de corrientes de aire (Houston, 2004).

La sobreexposición al calor es un problema frecuente en climas cálidos, es por esto que los animales deben disponer de un cobijo que les proporcione sombra y protección contra el viento. Necesitan tener acceso a un estanque, duchas o charcos de barro durantes épocas de calor. Los charcos de barro son beneficiosos, ya que además de refrescar al animal sirven para recubrir su piel de barro y protegerle de quemaduras por el sol. El barro también proporciona protección contra parásitos externos. Los estanques deben llenarse con agua fresca de manera rutinaria para asegurar una higiene correcta (Houston, 2004).

Luz

Los cerdos salvajes y pecaries tienen patrones de actividad muy adaptables, pueden desarrollarse bien en varios niveles de luz (Houston, 2004).

Ventilación y Humedad

Los pecaries toleran un amplio rango de humedades en la naturaleza, al igual que el cerdo doméstico. Las especies salvajes no basan su termorregulación en la sudoración, y las altas presiones de vapor no son un factor importante en este aspecto cuando las temperaturas bajan de 32°C. El acceso a una zona de sombra minimiza el riesgo de hipertermia. Por otro lado, en días fríos con humedad alta, puede ser necesario una fuente de calor adicional (Houston, 2004).

Higiene

Los corrales principales, al igual que los comederos y bebederos deben limpiarse a diario. Cada corral deberá desinfectarse de manera rutinaria, el

intervalo lo determinará el tamaño del corral y el número de animales en el mismo, pero no debe de exceder los 7 días (Houston, 2004)

Alimentación

Los Pecaries son omnívoros en estado salvajes, pero su dieta principal está basada en plantas (Houston, 2004).

Los requerimientos dietarios de la huangana y cerdos salvajes son similares a los de los cerdos domésticos, siendo adaptables a dietas comerciales formuladas para éstos. La dieta comercial puede ser suplementada con zanahorias, papas, verduras, manzanas, pan, porciones de carne y forraje. Las manifestaciones clínicas de deficiencias son similares. Los síndromes de una simple enfermedad nutricional son raramente vistos en practica. La apariencia de una deficiencia usualmente indica que puede ser más de uno y la dieta puede necesitar corrección (Wallach y Boever, 1983).

Todos los componentes dietéticos deben ser enteros, libres de materias extrañas, hongos o contaminación química. El material que no se haya comido, deberá retirarse para prevenir enfermedades producidas por los alimentos. (Junge y Miller, 1989; Lannek *et al*, 1961; Whitehair y Miller, 1981).

Requieren raciones altas en energía, que obtienen principalmente de los carbohidratos, ya que su estómago simple es incapaz de utilizar la celulosa eficientemente. Estos animales necesitan proteínas de alta calidad, una deficiencia de éstas resulta en muerte fetal temprana y retardo en el crecimiento. Los excesos de proteína de alta calidad pueden producir excesivo crecimiento de las pezuñas en animales de cautiverio. Este problema es más frecuente en machos, probablemente por el efecto anabólico de la testosterona (Wallach y Boever, 1983).

Las huanganas en cautiverio requieren niveles mínimos de grasa en la dieta pues son suficientes los niveles de carbohidratos, los excesos de grasa en la dieta usualmente interfieren con la absorción y utilización de la vitamina E y selenio produciendo distrofia muscular, “Enfermedad del corazón de mora” y necrosis hepática. La deficiencia de calcio y fósforo son usualmente asociados con dietas caseras o en base a granos. El síndrome de laminitis-parálisis aparece con mucha frecuencia en los jóvenes en crecimiento y en hembras lactantes. Los signos de osteodistrofia, osteoporosis, inflexibilidad, laminitis, falta de crecimiento, fracturas y elevados niveles de fosfatasa alcalina pueden ser observados. Una deficiencia de hierro y cobre en la dieta inducen anemias usualmente en animales entre las dos semanas y seis meses de edad. Los signos clínicos incluyen disnea, mucosas pálidas, la cola y orejas caídas (Wallach y Boever, 1983).

En cuanto a vitaminas, la tiamina se requiere para la utilización y metabolismo de carbohidratos. La deficiencia de riboflavina produce retardo de crecimiento, descamación y ulceración de la piel, alopecia y ocasionalmente anemia. Deficiencias de niacina produce colitis, anemia, anorexia, y en estados avanzados de deficiencia crónica hay signos neurológicos. Deficiencias de piridoxina y cianocobalamina producen retardo de crecimiento, anemia, convulsiones, ataxia y degeneración grasa del hígado. La deficiencia de ácido fólico produce pobre crecimiento, debilidad, diarrea y anemia (Wallach y Boever, 1983).

Reproducción

En cautiverio las hembras y posiblemente también los machos alcanzan la madurez entre los 12 y los 24 meses de edad. A pesar de no estar bien documentado se piensa que se reproduce durante todo el año, existiendo un pico máximo en la época favorable de cada latitud. También en cautiverio las hembras

de un grupo tienen el alumbramiento con pocos días de diferencias (Roots, 1966). La reproducción en cautiverio es baja y el macho frecuentemente mata a las crías. El record de longevidad en cautiverio es de 13 años (Sowls, 1984; Fradrich, 1986 y Crandell, 1964).

2.1.10. Situación actual e importancia económica

Los pecaries constituyen parte importante de la dieta del poblador rural de la región Amazónica . El poblador rural de la selva, después de una faena de caza, consume parte de la carne, usualmente en forma de sopa, incluyendo las cabezas, cuando son frescas (Bodmer *et al*, 1988). La mayor parte de la carne es salada y/o ahumada, denominándosele "carne de monte", como una manera de preservarla por más tiempo, lo que permite su transporte de grandes distancias a los mercados urbanos (Grimwood, 1968).

La carne de pecaries en la región de Loreto, es aprovechada por tres tipos de cazadores: de subsistencia, madereros y cazadores ilegales (Bodmer *et al,* 1988). La caza de subsistencia es permitida en la mayoría de los países de América Central y del Sur. La comercialización de pieles de pecaries es permitida en Argentina y en Perú (Broad, 1984). El Perú es uno de los principales países exportadores de pieles de pecaries, disponiendo de uno de los mejores registros de comercio de Sudamérica; sin embargo no existen datos comparativos de otros países; por lo que en la actualidad es imposible determinar la proporción de pieles de pecaries que exporta el Perú al mercado mundial (Broad, 1984).

Las cuotas de pieles de pecaries en el Perú, establecida por Resolución Ministerial N°00753-82-AG de 1982, considera que éstas provienen de la caza de subsistencia; mientras continúa la prohibición para los cazadores que comercializan "carne de monte" y no en el de pieles. Esto probablemente se debe al mayor precio que se paga por la carne en relación a la piel (Bodmer *et al*, 1988).

El impacto del comercio de pieles de pecaries, provenientes de la caza de subsistencia, no parece ser un factor muy importante en la declinación de las poblaciones. El mayor impacto en las poblaciones naturales son por la destrucción de habitat y la caza ilegal causado por el incremento en la demanda de carne por la población humana (Broad, 1984).

El plan de manejo de las pecaries en el Perú, tiene como objetivo general el establecimiento de cuotas reales de caza en su medio natural, manteniendo el tamaño poblacional ecológicamente significativo, y en un nivel que no podría convertirse en especies vulnerables. Para el cumplimiento de este objetivo, se requiere la ejecución de continuas evaluaciones de las poblaciones en su medio natural y de investigaciones sobre presión de caza (Bodmer *et al*, 1988).

2.2. ASPECTOS EN PATOLOGÍA CLÍNICA

El análisis de la sangre ha llegado a ser clínicamente importante por varias razones. La sangre es el tejido mas fácil de muestrear por biopsia sin lastimar al animal. La facilidad con que la sangre puede ser obtenida hace de su examen un elemento diagnóstico, especialmente cuando un agente etiológico puede ser demostrado (Medway *et al*, 1986).

El estado fisiológico del animal en el momento del muestreo afecta la composición de la sangre. Siempre se debe considerar la especie, edad, sexo (gestación) y el ejercicio. El sitio de punción debe estar limpio y libre de patógenos. El grado de desinfección de la pieles es determinado no solo por el miedo a la infección sino también a la estructura y sensibilidad de la piel. En cambio la esterilización de los instrumentos de punción no tienen consideraciones atenuantes. Después de la punción, el sitio debe dejarse seco, limpio y libre de sangre (Medway *et al*, 1986).

Dentro de los anticoagulantes más usados está el EDTA (etilenodiamino-tetraacético) en forma de sal disódica o dipotásica, el cual actúa por quelación del

calcio. Produce la menor alteración morfológica de los leucocitos y eritrocitos, evita la agregación de las plaquetas y es por ello satisfactorio para velocidad de sedimentación, hematocrito, índice ictérico y cuenta de eritrocitos, leucocitos y plaquetas. Además no altera la tinción de las células. Se emplea en concentraciones de 0.5 - 2mg/ml. Un miligramo de polvo seco por mililitro de sangre es suficiente, o una gota de solución al 10% por 5ml de sangre (Medway *et al*, 1986).

Un hemograma completo consiste en el recuento de leucocitos totales, recuento diferencial de leucocitos, recuento de eritrocitos, hematocrito, hemoglobina, eritrocitos nucleados, plaquetas y reticulocitos. Los índices eritrocitarios (volumen corpuscular medio, hemoglobina corpuscular media y concentración de hemoglobina corpuscular media) proveen información adicional (Sodikoff, 1996).

2.2.1 Valores Hematológicos Reportados

Los valores hematológicos reportados para cerdos exóticos y pecaries (*Tayassu sp*.), son similares a los del cerdo doméstico (Wallach *et al*, 1971). La composición celular incluyendo eritrocitos y leucocitos es muy similar al del cerdo doméstico. Las células rojas sanguíneas varían en diámetro de 6 a 8u y no se observa bien la segmentación de neutrófilos (Wallach y Boever, 1983).

Wallach *et al* en 1971, reportaron una serie de valores normales hematológicos en cuatro pecaries (Tabla 2.1), sin especificar edad ni sexo. El número de neutrófilos fue mayor que el de linfocitos.

Schalm *et al* (1975) publicaron los hemogramas de dos hembras *Tayassu sp.* adultas (Tabla 2.2), en las cuales se encontró que los eritrocitos no presentaron crenación como es común en la sangre de cerdos. La formación de pilas globulares fue notoria. Se observó una ocasional policromasia eritrocítica, pueden verse eritrocitos nucleados. Hubieron más linfocitos que neutrófilos, en

una proporción de 3 a 1, apareciendo como pequeñas, medianas y grandes células. Los linfocitos pequeños se presentaron densamente teñidos y ligeramente más grande que un eritrocito, los granos azurófilos negros pueden presentarse en el citoplasma de algunos linfocitos medianos y grandes. Los eosinófilos se observaron pequeños y redondos con gránulos citoplasmáticos intensamente teñidos, con núcleos redondos o en forma de fréjol en algunas células. Los basófilos se presentaron en un número moderado con gránulos negros en el citoplasma y en gran parte sobre el núcleo. Los monocitos fueron similares a los de otros mamíferos.

Las pilas globulares son la disposición de los eritrocitos en un rollo o columna con las superficies planas de frente, en las cuales se aprecian como figuras que simulan pilas de monedas, en el cerdo doméstico, esto es moderado (Benjamín, 1991 y Medway *et al,* 1986).

El ISIS (International Species Information System, 2002), nos dá un reporte de valores hematológicos para sajinos sanos provenientes de exámenes médicos anuales sin especificar edad ni sexo, pertenecientes a diversos zoológicos del mundo (Tabla 2.3).

En el Perú se tiene el trabajo realizado por Navarrete (2000), en 11 sajinos del Zoológico PATPAL en Lima (Tabla 2.4), en el cual se hallaron pilas globulares en los frotíces sanguíneos, linfocitos pequeños, medianos y grandes; siendo en mayor porcentaje que los neutrófilos. Sus resultados de la serie eritrocítica y leucocítica se asemejan a los reportados en la literatura.

Mayor, P (2004) realizó un estudio en 27 sajinos (15 machos y 12 hembras) del Zoocriadero de Iquitos (Perú), evitando el uso de anestésicos. En su estudio no se hallaron diferencias estadísticamente significativas entre machos y hembras (ver tabla 2.5).

Los valores de la serie eritrocítica y leucocítica reportados para el cerdo doméstico por Medway *et al* (1986), se especifican en la tabla 2.6.

TABLA 2.1. VALORES HEMATOLÓGICOS PROMEDIO REPORTADOS DE 4 SAJINOS (*Tayassu tajacu*)

VALORES HEMATOLÓGICOS	PROMEDIO	RANGO
Hematocrito (%)	42.75	39 – 46
Hemoglobina (g/dl)	14.38	13 – 15.5
Glóbulos Blancos (10^3/ul)	7.84	7.35 – 8.35
Neutrófilos (%)	64	52 – 74
Linfocitos (%)	33	23 – 44
Monocitos (%)	2	1 – 3
Basófilos (%)	0	0
Eosinófilos (%)	1.5	1 – 2

Fuente: Wallach *et al*, 1971 y Fowler, 1986

TABLA 2.2. HEMOGRAMA DE DOS HEMBRAS ADULTAS *TAYASSU SP.* EN EL ZOOLÓGICO DE CALIFORNIA

VALORES	PROMEDIO	RANGO
Glóbulos Rojos (10^6/ul)	8.22	8.17 – 8.27
Hematocrito (%)	45	43 – 47
Hemoglobina (g/dl)	13.8	13.5 – 14.1
Glóbulos Blancos (10^3/ul)	7.25	7.1 – 7.4
Neutrófilos (%)	31.5	20 - 43
Linfocitos (%)	65.25	53.5 – 77
Monocitos (%)	1.75	1.5 – 2
Basófilos (%)	0.25	0 – 0.5
Eosinófilos (%)	1.25	1 – 1.5

Fuente: Schalm *et al*, 1975.

TABLA 2.3. REPORTE DE VALORES HEMATOLÓGICOS PARA SAJINOS (*Tayassu tajacu*)

PARÁMETROS	ANIMALES	MEDIA	RANGO
Glóbulos Blancos (10^3/ul)	37	7.88	4.42 – 11.34
Glóbulos Rojos (10^6/ul)	29	6.80	5.58 – 8.02
Hemoglobina (g/dl)	30	12.7	10.8 – 14.6
Hematocrito (%)	36	39	33.4 – 44.6
VCM (fl)	28	59.2	50.7 – 67.7
CHCM (g/dl)	29	32.4	29.7 – 35.1
HCM (pg)	29	19.6	18.2 – 21
Abastonados (%)	8	11.42	-7.89 – 30.72
Neutrófilos (%)	36	62	29.02 – 94.98
Linfocitos (%)	37	33.41	12.8 – 54
Monocitos (%)	31	2.49	-0.49 – 5.47
Basófilos (%)	13	1.31	0.39 – 2.22
Eosinófilos (%)	31	2.05	0.36 – 3.75

Fuente: ISIS VALUES, 2002

TABLA 2.4. VALORES PROMEDIO DE LA SERIE LEUCOCÍTICA Y ERITROCÍTICA PARA SAJINOS (*Tayassu tajacu*) MUESTREADOS EN LIMA.

VALORES HEMATÓLÓGICOS	PROMEDIO	RANGO
Glóbulos Rojos (10^6/ul)	6.36	4.78 – 7.94
Hemoglobina (g/dl)	15.48	13.88 – 17.08
Hematocrito (%)	35.09	30.68 – 39.5
Glóbulos Blancos (10^3/ul)	13.77	8.92 – 18.62
Abastonados (%)	1.33	0.75 – 1.91
Neutrófilos (%)	48.27	41.07 – 55.47
Linfocitos (%)	50.64	43.68 – 57.6
Monocitos (%)	0	0
Basófilos (%)	0	0
Eosinófilos (%)	1.33	0.81 – 1.85

Fuente: Navarrete, 2000.

TABLA 2.5. PARAMETROS HEMATOLÓGICOS DE REFERENCIA DEL SAJINO

PARÁMETROS	PROMEDIO	RANGO
Glóbulos rojos ($x10^6$)	9.2	6.31 – 12.35
Hematocrito (%)	44.5	35 – 52
Hemoglobina (g/dl)	16.7	14 – 19.3
VCM (fl)	48.7	42.1 – 55.4
HCM (pg)	17.9	15.6 – 22.1
CHCM (g/dl)	35.6	33.2 – 38.9
Glóbulos blancos ($x10^3$)	10.6	7 – 15.2
Neutrófilos (%)	56.2	41 – 69
Linfocitos (%)	35.5	21 – 40
Monocitos (%)	0	0
Basófilos (%)	0	0
Eosinófilos (%)	6.6	2 – 14

Fuente: Mayor, 2004

TABLA 2.6. VALORES HEMATOLÓGICOS EN EL CERDO DOMÉSTICO (*Sus scrofa domesticus)*

VALORES HEMATOLÓGICOS	PROMEDIO	RANGO
Glóbulos Rojos (10^6/ul)	6.5	5 – 8
Hemoglobina (g/dl)	13	10 – 16
Hematocrito (%)	42	32 – 50
VCM (fl)	63	50 – 68
CHCM (g/dl)	20	17 – 23
HCM (pg)	32	30 – 34
Glóbulos Blancos (10^3/ul)	16	11 – 22
Abastonados (%)	1	0 – 4
Neutrófilos (%)	37	28 – 47
Linfocitos (%)	53	39 – 62
Monocitos (%)	5	2 – 10
Basófilos (%)	0	0
Eosinófilos (%)	3	1 – 11

Fuente: Medway *et al,* 1986.

2.2.2 Variaciones normales en el cuadro sanguíneo

Es fundamental conocer los valores hematológicos normales para cualquier especie y las variaciones normales antes de interpretar las anormalidades hematológicas (Doxey, 1987). Los lechones presentan bajos recuentos totales de eritrocitos durante las primeras semanas de vida, pero las cifras aumentan hasta alcanzar los valores de animales adultos a los pocos meses de vida; así mismo, la cantidad de linfocitos es mayor que en adultos (Doxey, 1987).

Los recuentos de neutrófilos en lechones tienden a ser altos al nacimiento y comprenden el 70% de los leucocitos, pero disminuyen a valores cercanos a los de adulto en una semana (Medway *et al*, 1986). Por el contrario los animales adultos presentan recuentos de leucocitos totales menores que los animales jóvenes. Cuando se concentran grandes cantidades de animales, los recuentos totales de leucocitos tienden a ser altos, en tanto que animales integrantes de rebaños con mínima densidad o animales libres de patógenos tienden a poseer menores recuentos totales de leucocitos que los animales criados en condiciones convencionales (Doxey, 1987). Las condiciones de estrés antes o durante la extracción de sangre, permiten observar una leucocitosis fisiológica, así mismo afectan el hematocrito (Benjamín, 1991).

Las variaciones mencionadas contribuyen a dificultar la interpretación de los valores hematológicos, y pueden estar relacionadas con la edad avanzada cuando los valores de eritrocitos tienden a disminuir. También deben considerarse los sistemas de manejo. Es evidente que los llamados “valores hematológicos normales” no son precisos y por ello es esencial tener en cuenta todos los factores concernientes a un determinado animal antes de decidir si el cuadro hematológico es normal. Tanto los recuentos totales de leucocitos como diferenciales varían entre especies y las más importantes de las variaciones se refieren a los

recuentos normales elevados observados en gatos y cerdos. Los cerdos suelen registrar mayor cantidad de linfocitos que de neutrófilos (Doxey, 1987).

2.2.3. Variaciones clínicas en el cuadro sanguíneo

Cuando hay un aumento del recuento de eritrocitos, la causa mas común de este aparente incremento es la deshidratación, se debe pues, a una disminución en el volúmen del plasma y no a un incremento en la cantidad de eritrocitos. En algunos casos la deshidratación suele enmascarar una anemia por lo que es importante tener en cuenta este factor en la interpretación de los hallazgos de laboratorio (Doxey, 1987).

La disminución del recuento de eritrocitos, por lo general se le conoce como anemia que no es en si la enfermedad sino que es el resultado de alguna causa subyacente, y la determinación de que algún animal éste anémico no establece un diagnóstico. Los estudios hematológicos se utilizan para descubrir la presencia de anemia y establecer si hay regeneración de eritrocitos. Antes de llegar a un diagnóstico especifico es necesaria la evaluación de la historia, signos clínicos o la identificación de parásitos en la sangre (Doxey, 1987).

El aumento del recuento leucocitario (leucocitosis), se relaciona con un proceso de defensa activa contra algún proceso anatomopatológico, o menos frecuentemente, con neoplasia de las células de sangre. La leucocitosis a consecuencia de una neutrofilia se manifiesta en casi todas las infecciones bacterianas o lesiones inflamatorias. Aunque es común observar una linfocitosis relativa en enfermedades relacionadas con neutropenia, solo en casos de linfosarcoma se produce un incremento importante en el número de linfocitos circulantes. En cambio existen cuatro procesos patológicos básicos que reducen el número de leucocitos circulantes: aplasia o hipoplasia de la médula ósea,

enfermedades virales, infecciones que superan las defensas en perros y gatos y graves enfermedades bacterianas agudas en rumiantes (Doxey, 1987).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 MATERIALES

3.1.1 Localización

El presente estudio de investigación es de tipo descriptivo, las muestras se obtuvieron en el Zoológico Patronato Parque Las Leyendas (PATPAL), ubicado en el distrito de San Miguel, a 12°03'23" de latitud sur, 77°04'10" de longitud oeste y 50 m.s.n.m. Se trabajó durante el mes de setiembre del año 2003, a una temperatura mínima de 12.46°C y máxima de 14.45°C y una humedad relativa mínima de 54.26% y máxima de 93.5%. El procesamiento de las muestras se llevó a cabo en el Laboratorio de Patología Clínica de la FMV-UNMSM, ubicado en el distrito de San Borja.

3.1.2. Animales

Se utilizaron 44 animales, 23 machos y 21 hembras, entre juveniles y adultos, aparentemente sanos. Ambos grupos fueron criados bajo las mismas condiciones de alimentación, manejo y control sanitario.

La detección del estado de salud de los animales se realizó mediante la evaluación del comportamiento (actitudes, costumbres, etc), y examen clínico completo (peso, lesiones, apetito, etc). Así mismo se hizo una evaluación de las constantes fisiológicas (temperatura, frecuencia cardiaca y frecuencia respiratoria) y un descarte de endoparásitos, para lo cual, se tomó una muestra de heces por animal por tres días consecutivos, las mismas que fueron evaluadas mediante el método directo y método de flotación con resultados negativos.

El Zoológico cuenta con registros individuales para los ejemplares de la especie, en donde figura la fecha en que llegaron al parque o la de su nacimiento según sea el caso, estos animales se identifican mediante muescas en las orejas. La alimentación se basa en camote, choclo, alimento comercial balanceado para perro y lechoncina, maíz amarillo entero, yuca, zanahoria, zapallo y heno de alfalfa, que es administrado una vez al día ad libitum.

3.1.3 Materiales para la extracción de sangre

- Agujas de 21x1”.
- Tubos para muestra de sangre tipo Vacutainers de 5ml, con anticoagulante EDTA (Etilenodiaminotetraacético).
- Alcohol al 70% y algodón.

3.1.4 Equipo y materiales para Hematología

Para determinación de Hematocrito (Fig. 1).

- Capilares para microhematocrito de 1mm de diámetro por 75mm de largo sin EDTA.
- Mechero a gas.
- Microcentrífuga.
- Escala graduada de 0-100Y. Tabla de hematocrito.
- Algodón.

Para determinación de Hemoglobina (Fig. 2)

- Pipeta de Sahli para hemoglobina.
- Solución Drabkin.
- Espectrofotómetro (Photometer 4010).
- Manguerita de goma.
- Algodón.
- Tubos de ensayo.
- Gradilla.
- Micropipetas de 1 y 5 ml.

Para recuento globular (Fig. 3)

- Cámara cuenta glóbulos de Neubauer.
- Pipetas de Thoma para glóbulos rojos.

- Pipetas de Thoma para glóbulos blancos.
- Dilutor de glóbulos rojos.
- Dilutor de glóbulos blancos.
- Agitador.
- Laminilla cubreobjeto.
- Contómetro.
- Manguerita de goma.
- Algodón.
- Microscopio de luz artificial y objetivos por 10x y 40x.

Para frotis sanguíneo y Recuento diferencial (Fig. 4)

- Láminas portaobjeto.
- Colorante Wright.
- Solución Buffer.
- Agua corriente.
- Reloj de control.
- Microscopio de luz artificial y objetivo por 100x.
- Aceite de inmersión.
- Contómetro diferencial de células.
- Lápiz.

FIGURA 1. MATERIALES Y EQUIPO PARA DETERMINACIÓN DE HEMATOCRITO



FIGURA 2. MATERIALES Y EQUIPO PARA DETERMINACIÓN DE HEMOGLOBINA



FIGURA 3. MATERIALES Y EQUIPO PARA RECUENTO GLOBULAR.



FIGURA 4. MATERIALES Y EQUIPO PARA RECUENTO DIFERENCIAL



3.2 METODOLOGÍA

3.2.1. Obtención de muestras de sangre

Los animales fueron preparados de la siguiente manera:

- Los animales fueron muestreados en cinco grupos conformados por 6, 10, 10, 8 y 10 animales respectivamente, sometidos a ayuno previo.

- El día de la toma de muestra los animales fueron trasladados a un ambiente mas pequeño para facilitar así su manejo. Se separó un grupo de animales, éstos fueron conducidos a un corral, luego a una manga donde eran cogidos uno por uno (Fig. 5, 6, 7 y 8) Teniendo en cuenta la agresividad de estos animales, se tomaron las medidas preventivas anestesiándolos con clorhidrato de Ketamina (Imalgene 1000) en dosis de 15mg/Kg. de peso vivo, por vía intramuscular, utilizando un bastón jeringa en la región lateral del muslo. Se esperó entre 5 a 8 minutos para poder sacarlos del corral con redes, y por prevención se les ató el hocico para evitar posibles mordidas (Fig. 9).

- Una vez inmovilizado el animal, se procedió a determinar el peso, sexo, edad y constantes fisiológicas (Temperatura, FC, FR).

- Posteriormente se llevó a cabo la toma de muestras sanguíneas, de la vena yugular. Estas fueron obtenidas en tubos para recolección de sangre tipo vacutainers de 5ml con anticoagulante EDTA, previamente rotulados para finalmente ser trasladados en gradillas y ser procesadas en el Laboratorio de Patología Clínica de la FMV-UNMSM.

- Una vez terminada la toma de muestra, el animal fue marcado cortándosele el pelo y rociándosele el lomo con una pintura en aerosol, facilitando así su identificación (Fig. 10).

FIGURA 5. TRASLADO DE LOS ANIMALES.



FIGURA 6. TRASLADO COMPLETO.



FIGURA 7. SEPARACIÓN DE UN GRUPO DE ANIMALES PARA ESTUDIO.



FIGURA 8. ANIMALES EN MANGA PARA SER ANESTESIADOS.



FIGURA 9. SUJECIÓN DE LOS ANIMALES.



FIGURA 10. IDENTIFICACIÓN DE LOS ANIMALES.



3.2.2. Procesamiento de muestras

Volúmen del paquete celular (Hematocrito %)

Se utilizó el método del microhematocrito, que consiste en llenar los tubos capilares lisos (1.0mmx75mm), con la sangre que contenía el anticoagulante hasta llegar aproximadamente a los tres cuartos del tubo capilar inclinándolo para facilitar el llenado, secándose la sangre que quedaba fuera de éste.

El extremo opuesto y libre de sangre se selló con la llama de un mechero, luego fueron colocados con los extremos abiertos hacia el centro del platillo ranurado de la microcentrífuga. Se centrifugó a 10000 rpm por 5 minutos, y finalmente se realizó la lectura con la ayuda de una escala graduada de 0 a 100.

Método para la Determinación de Hemoglobina (g/dl)

Se utilizó el método de la cianometahemoglobina, cuyo fundamento es que el ferrocianuro convierte el hierro de la hemoglobina del estado ferroso al férrico para formar metahemoglobina en una solución salina. La metahemoglobina se combina con el cianuro de potasio para producir el complejo estable llamado cianometahemoglobina.

El procedimiento requirió de 20ul de sangre total con anticoagulante, obtenida con la pipeta de Sahli y 5 ml de solución Drabkin, mezclados en un tubo de ensayo. Dicha mezcla se dejó reposar por 10 minutos, para luego ser leída en el espectofotometro a 546nm de longitud de onda con factor 37.00. Previamente se debió establecer cero en la escala de densidad óptica usando un blanco de solución Drabkin.

Recuento de Glóbulos Rojos o Eritrocitos x(10^6/ul)

Para realizar el recuento fue necesario usar la pipeta de Thoma insertada con un tubo de hule en el extremo, la cual se llenó con sangre homogenizada con el anticoagulante hasta la marca 0.5 mediante una succión suave, luego se completó hasta la marca 101 por encima del bulbo aspirando el dilutor de eritrocitos, el cual es una solución salina isotónica, permitiendo así una dilución de 1:200 de sangre. La pipeta se agitó de 2 a 3 minutos en un agitador mecánico, inmediatamente después se desechó tres gotas para llenar con mucho cuidado la cámara de Neubauer por capilaridad.

Con el objetivo 10x se localizaron los 9 cuadrantes grandes y se observó la distribución uniforme de las células. El conteo se hizo con el objetivo en 40x localizando los 25 cuadrantes pequeños del área central y contando sólo los eritrocitos de 5 de los cuadrantes (los extremos y el vértice) (Fig. 11). Cada uno de los 5 cuadrantes pequeños que se contaron estaban limitados por líneas dobles o triples, éstos a la vez se dividían en 16 cuadrados más pequeños. Se contaron en total 80 cuadrados pequeños. Se contaron las células empezando por la izquierda de la fila superior de los 4 cuadrados pequeños, luego de derecha a izquierda en la siguiente fila y así sucesivamente.

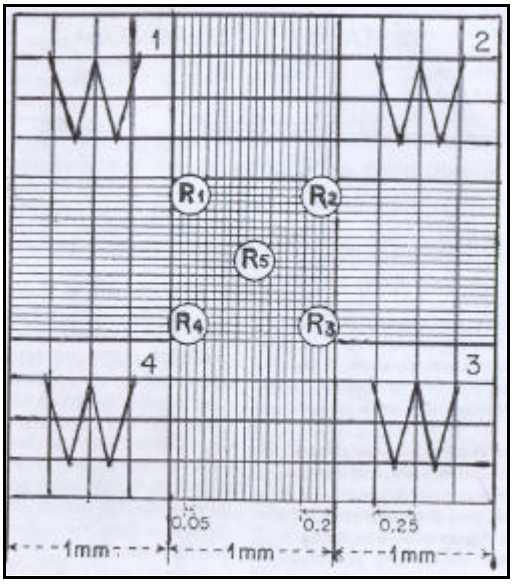
Para no contar los eritrocitos dos veces en cuadrados adyacentes; se contaron en caso de línea triple, sólo los que tocaron la línea central hacia dentro y las líneas internas superior e izquierda y no los que tocaron las líneas internas derecha e inferior. En caso de línea doble se contaron las células que tocaban las líneas externas superior e izquierda y no se contaron las células que tocaban las líneas internas inferior y derecha (Fig. 12).

Para determinar el número de eritrocitos se sumaron las células de los cinco cuadrados y se multiplicaron por 10000, el resultado se expresó en eritrocitos totales por microlitro, una variación de más de 25 células entre cualquiera de los 5 cuadros que se contaron, indicaba una distribución dispareja, por lo que se volvía a realizar la cuenta.

FIGURA 11. ÁREAS DE RECUENTO GLOBULAR

W: áreas para la cuenta de Leucocitos

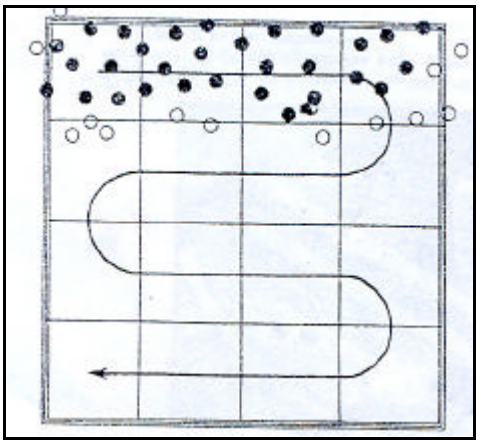
R: áreas para la cuenta de Eritrocitos.



Fuente: Medway *et al*, 1986

FIGURA 12. DIRECCIÓN DE LAS CUENTAS CELULARES.

Se cuentan las células obscuras



Fuente: Medway *et al*, 1986.

Recuento de Glóbulos Blancos o Leucocitos x(10^3/ul)

Se usó la misma técnica descrita para la cuenta eritrocítica, excepto que se utilizó una pipeta de Thoma para leucocitos y la sangre se aspiró hasta la marca 0.5 y diluida a la marca 11 con el dilutor de glóbulos blancos, esto proporcionó una dilución de 1:20.

Para la cuenta leucocitaria, se desecharon 2 a 3 gotas de la pipeta antes de llenar la cámara de Neubauer. Se dejó un minuto para que los eritrocitos se lisen y que los leucocitos se sedimenten. La regla para incluir o excluir las células que tocaban las líneas fue la misma que se usó para la cuenta de eritrocitos.

Los leucocitos se observaron con el objetivo de 10x y fue necesario reducir la iluminación del microscopio, para poder distinguirlos. Se contaron las células de cada uno de los cuatro cuadrados de las esquinas y se sumaron (Fig. 11), el resultado se multiplicó por 50 y se obtuvo el número de leucocitos totales por microlitro. Cuando existía una variación de más de 15 células entre cualquiera de los 4 cuadros que se contaron, se descartaba la cuenta pues indicaba una distribución dispareja.

Frotis para Recuento Diferencial(%)

La sangre con anticoagulante se mezcló bien, agitándose manualmente, luego se trasladó hacia el extremo de un portaobjeto con un capilar. Se colocó una gota, que fue luego extendida con otro portaobjeto ubicado delante de ésta en un ángulo de 30°.

Cada lámina fue secada rápidamente ondeándose en el aire e identificada con un código para evitar confusión. Para la coloración se utilizó el colorante de Wright. Se cubrió la lámina con el colorante por tres minutos para fijarla, sobre éste se colocaron 12 gotas de solución buffer y se homogenizó con una manguerita de goma. Se esperó 5 minutos para luego enjuagarla y con agua corriente y secarla mediante una secadora.

El examen del frotis se realizó a gran aumento para obtener un cuadro general del número de células, distribución de agregaciones celulares y presencia de grandes parásitos. Después se hizo el examen con aceite de inmersión a un aumento de 100x. Se contó y clasificó un mínimo de 100 leucocitos, expresándolos en porcentaje. También se evaluó la condición de los eritrocitos observando tamaño, forma y la reacción de coloración.

FIGURA 13. PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS

(Frotis sanguíneo)



FIGURA 14. OBSERVACIÓN AL MICROSCOPIO



Determinación de Índices Eritrocíticos

Los índices eritrocíticos definen el tamaño y el contenido de hemoglobina del eritrocito utilizando los valores obtenidos para el recuento de glóbulos rojos, la concentración de hemoglobina y el volumen del paquete celular o hematocrito.

a) Volumen corpuscular medio (VCM)

Expresa el volumen promedio del eritrocito individual. Se calculó con la siguiente formula:

$$VCM = \frac{VPC \times 10}{\text{Recuento de GR}}$$

El resultado se expresó en fentolitros (fl).

b) Concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM).

Es la concentración de hemoglobina en el eritrocito promedio o la proporción del peso de la hemoglobina y el volumen en el cual está contenido. Se calculó con la siguiente formula:

$$CHCM = \frac{\text{Hemoglobina} \times 100}{VPC}$$

El resultado se expresó en gramos por decilitro (g/dl).

c) Hemoglobina corpuscular media (HCM).

Es la cantidad de hemoglobina por peso en el eritrocito promedio. Se calculó con la siguiente formula:

$$HCM = \frac{\text{Hemoglobina} \times 10}{\text{Recuento de GR}}$$

El resultado se expresó en picogramos (pg)

3.3 ANÁLISIS DE DATOS

3.3.1. Tamaño Muestral

Se tomó la población total de animales ?20Kg por lo tanto no fue necesario el cálculo de un tamaño muestral.

3.3.2. Análisis Estadístico

Se usaron las medidas de tendencia central y dispersión para expresar los resultados encontrados. Los intervalos de confianza fueron calculados con un nivel de significancia del 95%. Para tal efecto se usó la siguiente formula:

$$IC = \overline{X} \; ? \; Z. \; S/\sqrt{n}$$

Donde:

IC : Intervalo de Confianza.

$\overline{X}$: Promedio.

Z : Nivel de significancia.

S : Desviación estándar.

n : Población.

IV. RESULTADOS

Durante el mes de setiembre del 2003 fueron evaluados 44 animales entre juveniles y adultos, provenientes del Zoológico Patronato Parque de las Leyendas (PATPAL); distribuídos en 21 hembras (2 juveniles y 19 adultas) y 23 machos (5 juveniles y 18 adultos). El total de animales, fue mantenido bajo las mismas condiciones de manejo, alimentación, sanidad y ubicado en un mismo ambiente.

Con los hemogramas obtenidos, se procedió a realizar el promedio correspondiente (media aritmética) e intervalo de confianza de las hembras, de los machos y del total. Al detallar los resultados, debemos tener en cuenta el estado en que se encontraban los animales, es decir bajo el efecto de la anestesia, considerando estos valores como normales.

4.1. SERIE ERITROCÍTICA

Se pudo apreciar la formación de pilas globulares, en todas las muestras realizadas. No se observó crenación de los glóbulos rojos.

Al realizar el análisis estadístico, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre machos y hembras en el recuento de glóbulos rojos, hematocrito, hemoglobina, VCM, CHCM y HCM. Sin embargo, el valor superior del intervalo de confianza de la cuenta de glóbulos rojos, hemoglobina y hematocrito fue ligeramente superior en los machos que en las hembras (Tabla 4.1).

4.2. SERIE LEUCOCÍTICA

Al momento de hacer el recuento diferencial, se pudo observar la presencia de linfocitos pequeños, medianos y grandes, siendo en menor porcentaje que los neutrófilos tanto en hembras como en machos. No se hallaron mielocitos ni metamielocitos y no se observaron monocitos.

En el recuento de glóbulos blancos y recuento diferencial (abastonados, neutrófilos, eosinófilos, basófilos y linfocitos) entre machos y hembras no se encontraron diferencias estadísticamente significativas.

En los machos el valor superior del intervalo de confianza, para el recuento de glóbulos blancos, neutrófilos, eosinófilos y basófilos fue ligeramente superior que en las hembras, sucediendo lo inverso para los linfocitos. Sólo se observó dos abastonados (uno en una hembra y otro en un macho, ambos adultos). (Tabla 4.2 y grafico 4.1).

4.3. CONSTANTES FISIOLÓGICAS Y PESO

Para evaluar el buen estado de salud de los animales muestreados se determinó las constantes fisiológicas durante la toma de muestras después de ser anestesiados.

Al comparar los valores promedio de las constantes fisiológicas, con su respectivo intervalo de confianza, se concluyó que no habían diferencias estadísticamente significativas entre machos y hembras. Con respecto al peso si se hallaron diferencias estadísticamente significativas (Tabla 4.3).

Tabla 4.1. VALORES DE LA SERIE ERITROCÍTICA EN HUANGANAS (*Tayassu pecari*) EN CAUTIVERIO EN EL ZOOLÓGICO PATPAL

VARIABLES	PROMEDIO		IC
Glóbulos rojos (x10^6/ul)	Hembras	8.07	7.64 - 8.50
	Machos	8.22	7.80 - 8.63
	Total	8.15	7.86 - 8.44
Hemoglobina (g/dl)	Hembras	13.00	12.56 – 13.44
	Machos	13.24	12.81 – 13.67
	Total	13.13	12.83 – 13.43
Hematocrito (%)	Hembras	44.00	42.73 – 45.27
	Machos	44.43	43.20 – 45.67
	Total	44.23	43.38 – 45.08
VCM (fl)	Hembras	54.63	52.94 – 57.04
	Machos	54.45	52.66 – 56.23
	Total	54.71	52.88 – 56.54
CHCM (g/dl)	Hembras	29.74	29.07 – 29.93
	Machos	29.78	29.39 – 30.18
	Total	29.65	29.37 – 29.93
HCM (pg)	Hembras	16.21	15.62 – 16.74
	Machos	16.23	15.69 – 16.76
	Total	16.20	15.65 – 16.75

* No se hallaron diferencias estadísticamente significativas entre machos y hembras.

Tabla 4.2. VALORES DE LA SERIE LEUCOCÍTICA EN HUANGANAS (*Tayassu pecari*) EN CAUTIVERIO EN EL ZOOLÓGICO PATPAL

VARIABLES	PROMEDIO		IC
Glóbulos Blancos ($x10^3$/ul)	Hembras	11.63	10.53 – 12.73
	Machos	12.8	11.53 – 14.23
	Total	12.29	11.43 – 13.15
Mielocitos (%)	Hembras	-	-
	Machos	-	-
	Total	-	-
Metamielocitos (%)	Hembras	-	-
	Machos	-	-
	Total	-	-
Abastonados (%)	Hembras	0.05	0.04 - 0.14
	Machos	0.04	-0.16 – 0.24
	Total	0.05	-0.01 – 0.11
Neutrófilos (%)	Hembras	54.05	49.11 – 58.99
	Machos	55.22	49.93 – 60.51
	Total	54.66	51.02 – 58.30
Linfocitos (%)	Hembras	43.29	38.34 – 48.24
	Machos	41.43	32.40 – 46.85
	Total	42.32	38.62 – 46.02
Monocitos (%)	Hembras	-	-
	Machos	-	-
	Total	-	-
Basófilos (%)	Hembras	0.76	0.41 – 1.11
	Machos	1.26	0.65 – 1.87
	Total	1.00	0.64 – 1.36
Eosinófilos (%)	Hembras	1.86	1.16 – 2.56
	Machos	2.04	1.21 – 2.87
	Total	1.95	1.4 – 2.5

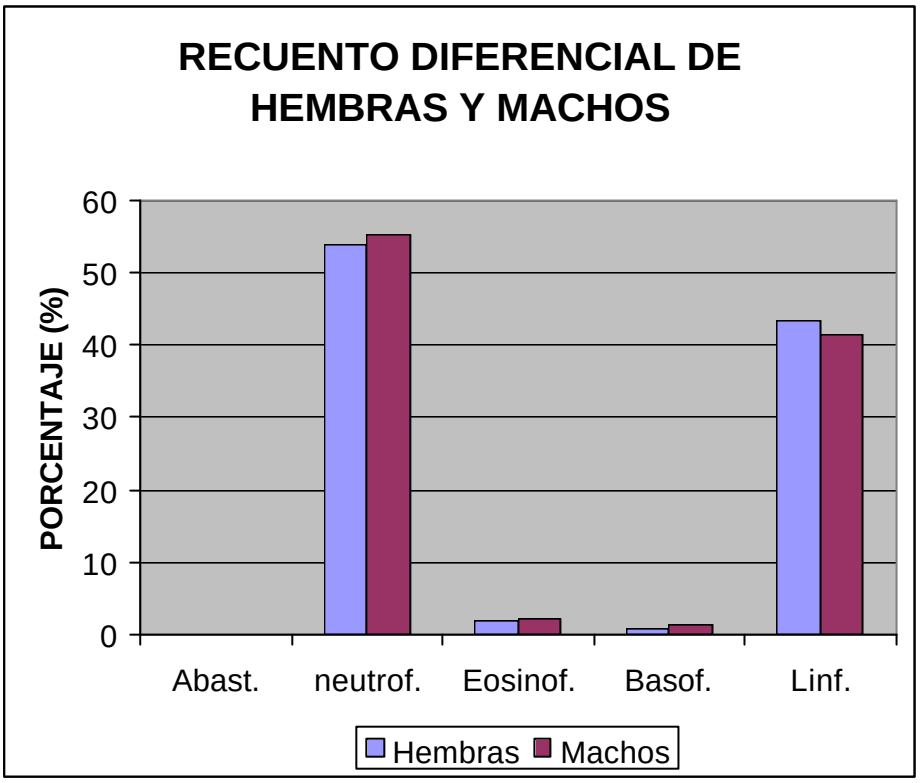
* No se halló diferencia estadísticamente significativa entre machos y hembras.

Tabla 4.3. VALORES DE LAS CONSTANTES FISIOLÓGICAS TOMADAS DURANTE LA EVALUACIÓN EN HUANGANAS (*Tayassu pecari*).

VARIABLES	PROMEDIO		IC
Frecuencia Cardiaca (lat/min)	Hembras	107.62	99.49 – 115.75
	Machos	102.91	95.43 – 110.40
	Total	105.16	99.81 – 110.51
Frecuencia Respiratoria (resp/min)	Hembras	46.48	38.01 – 60.13
	Machos	52.52	40.03 – 65.01
	Total	49.64	42.54 – 56.74
Temperatura (°C)	Hembras	39.44	39.09 – 39.79
	Machos	39.24	38.65 – 39.84
	Total	39.34	39.01 – 39.67
Peso (Kg)	Hembras	43.19	40.05 – 46.33
	Machos	35.87	32.85 – 38.89
	Total	39.36	36.93 – 41.79

* No se hallaron diferencias estadísticamente significativas entre machos y hembras con respecto a FC, FR y T.

GRAFICO 4.1 DISTRIBUCIÓN DE LAS CÉLULAS SANGUÍNEAS SEGÚN SEXO



V. DISCUSIÓN

En el Perú no se había realizado estudios hematológicos en huanganas (*Tayassu pecari*), por tal motivo, la discusión se basará con los valores hallados en especies similares, de la base de datos del International Species Information System (2002), provenientes de exámenes médicos anuales de sajinos sanos de diferente edad y sexo, pertenecientes a diversos zoológicos del mundo asociados a ISIS, el trabajo reportado por Navarrete (2000) en 11 sajinos adultos de ambos sexos del Zoológico PATPAL de Lima y el reportado por Mayor (2004) en 27 sajinos adultos de ambos sexos de Iquitos.

Así mismo, se tomará en cuenta el reporte de Schalm *et al* (1975), en dos hembras adultas del Zoológico de California y Wallach *et al* (1971) en cuatro animales de ambos sexos. Del mismo modo se tomará como referencia los valores hematológicos del cerdo doméstico reportados en Medway *et al* (1986)

5.1 SERIE ERITROCÍTICA

5.1.1 Glóbulos rojos

Los resultados hallados del presente estudio, cuya media es de 8.15 $x10^6$/ul. (7.86 $x10^6$ - 8.44 $x10^6$), no muestran diferencias significativas con los valores reportados por el ISIS (2002) con una media de 6.8 $x10^6$/ul. (5.58 $x10^6$/ul – 8.02 $x10^6$/ul) y el reportado por Navarrete (2000) con un valor promedio de 6.36 $x10^6$/ul (4.78 $x10^6$/ul – 7.94 $x10^6$/ul); sin embargo son inferiores a los descritos en este trabajo. No se observó una diferencia marcada en los valores promedio del cerdo doméstico con 6.5 $x10^6$/ul. (5.0 $x10^6$/ul. – 8.0 $x10^6$/ul.), siendo inferiores a los de la huangana. Al comparar los valores en estudio con los hallados por Mayor (2004) con 9.2 $x10^6$/ul (6.31 $x10^6$/ul – 12.35 $x10^6$/ul), se observó que éstos eran superiores.

Schalm *et al* (1975), reportó valores promedio de 8.22 $x10^6$/ul.(8.17 $x10^6$/ul - 8.27 $x10^6$/ul), siendo éstos aparentemente similares a los del presente estudio. Según Schalm *et al* (1975), una explicación de esta ligera diferencia podría estar en el desarrollo de la técnica, considerando que en el recuento de eritrocitos puede producirse por su naturaleza un error estándar que alcanza ? 15%.

La presencia de pilas globulares observadas en los frotices sanguíneos de los animales muestreados fue muy notoria; corroborando así lo descrito anteriormente por Schalm *et al* (1975).

5.1.2 Hemoglobina

El promedio encontrado en el presente estudio es de 13.13g/dl (12.83g/dl - 13.43g/dl). Éste es superior con el reportado por el ISIS (2002), cuya media es de 12.7g/dl (10.8g/dl – 14.6g/dl); sin embargo no se observaron diferencias significativas. Los valores promedio son aparentemente inferiores a los reportados por Schalm *et al* (1975), con una media de 13.8g/dl; Wallach *et al* (1971), con una media de 14.38g/dl (13.0g/dl -15.5g/dl); Navarrete (2000), con una media de 15.48g/dl (13.88g/dl – 17.08g/dl) y Mayor (2004), con una media de 16.7g/dl

(14g/dl – 19.3g/dl). Según Medway *et al* (1986), esta diferencia se puede deber al tipo de alimentación, además para esta prueba existen varias técnicas como la hematina ácida, el método de la oxihemoglobina y el de la cianometahemoglobina con un error estándar de ?15%, ?10% y ?1% a ?2%, respectivamente (no habiendo conocimiento de la técnica aplicada en dichos estudios). No obstante al comparar los valores en estudio con los del cerdo doméstico, observamos que coinciden, ya que su media es de 13.0g/dl.(10g/dl – 16g/dl).

5.1.3 Hematocrito

Los resultados hallados en el presente estudio, cuyo valor promedio es de 44.23% (43.38% - 45.08%), son similares a los reportados por Mayor (2004) con 44.5% (35% - 52%) y Schalm *et al* (1975) 45% (43% - 47%). Aparentemente no difieren significativamente con el reportado por el ISIS (2002), cuyo valor es de 39% (33.4% - 44.6%), el cual es ligeramente inferior al igual que el reportado por Wallach *et al* (1971) con un valor promedio de 42.75% (39% - 46%) y Medway *et al* (1986) con un valor de 42% (32% - 50%), para el cerdo doméstico. No obstante, los valores que reportó Navarrete (2000) con una media de 35.09% (30.68% – 39.5%), si difieren significativamente con los valores en estudio.

5.1.4 Índices Eritrocíticos

Los resultados obtenidos en el presente estudio en cuanto a VCM, HCM y CHCM son 54.71fl., 16.20pg. y 29.65g/dl. respectivamente (52.88fl. - 56.54fl., 15.65pg. - 16.75pg. y 29.37g/dl - 29.93g/dl. respectivamente), son inferiores a los valores del ISIS (2002) con un VCM = 59.2fl., HCM = 19.6pg. y CHCM = 32.4g/dl. (50.7fl. – 67.7fl., 18.2pg. – 21pg. y 29.7g/dl. – 35.1g/dl. Respectivamente) y Mayor (2004) con un VCM = 48.7fl., HCM = 17.9pg. y CHCM = 35.6g/dl. (42.1fl. – 55.4fl., 15.6pg. - 22.1pg. y 33.2g/dl. – 38.9g/dl. respectivamente). Sin embargo son similares a los reportados por Schalm *et al* (1975). En el cerdo doméstico los valores para VCM, HCM y CHCM, se encuentran por encima del promedio hallado para las huanganas.

Las diferencias existentes entre el presente estudio y las otras investigaciones son consecuencia de los valores hallados, en el número de glóbulos rojos, cantidad de hemoglobina y del hematocrito debido a que los índices eritrocíticos siguen el mismo desplazamiento estadístico. Así mismo se observa en los trabajos realizados anteriormente, un mayor rango de variación de los valores de la serie eritrocítica.

5.2 SERIE LEUCOCÍTICA

5.2.1 Recuento total de Leucocitos

Respecto al número de leucocitos totales, el valor promedio obtenido es de 12.29 $x10^3$/ul (11.43 $x10^3$/ul - 13.15 $x10^3$/ul). Estos valores son superiores a los reportados por el ISIS (2002) con valores de 7.88 $x10^3$/ul. (4.42 $x10^3$/ul – 11.34 $x10^3$/ul); además de observarse diferencias estadísticas significativas. Similares resultados se encontraron con los valores publicados por Schalm *et al* (1975) y Wallach *et al* (1971), con 7.25 $x10^3$/ul (7.1 $x10^3$/ul – 7.4 $x10^3$/ul) y 7.84 $x10^3$/ul (7.35 $x10^3$/ul – 8.35 $x10^3$/ul) respectivamente. Sin embargo, los valores en estudio son similares con los reportados por Navarrete (2000), con una media de 13.77 $x10^3$/ul (8.92 $x10^3$/ul – 18.62 $x10^3$/ul) y Mayor (2004), con un promedio de 10.6 $x10^3$/ul (7 $x10^3$/ul – 15.2 $x10^3$/ul).

Los hallazgos encontrados evidencian una aparente linfocitosis, dado que discrepan con los estudios realizados anteriormente en similares especies. Esto puede deberse a que el conteo total de leucocitos es significativamente influenciado por el lugar del drenaje de la sangre, la edad del animal, la actividad muscular, los factores de estrés y/o probablemente una característica propia de ésta especie.

La huangana al ser comparada con el cerdo mostró un valor menor, puesto que estos últimos tuvieron como promedio 16.0$x10^3$/ul (11 $x10^3$/ul - 22 $x10^3$/ul), sin embargo no se observó una diferencia significativa.

5.2.2 Recuento Diferencial

Neutrófilos

En cuanto a las células de tipo segmentado el valor promedio fue de 54.66% (51.02% – 58.30%); observándose que existen diferencias estadísticamente significativas con los valores del sajino 31.5% (20% - 43%), reportados por Schalm *et al* (1975) y los del cerdo doméstico 37% (28% - 47%), publicados por Medway et al (1986).

La neutrofilia observada en este caso podría estar asociada al cuadro de linfocitosis descrita con anterioridad. Sin embargo, estos valores han de ser considerados normales ya que son similares a los estudios realizados por Navarrete (2000), Mayor (2004), Wallach *et al* (1971) e ISIS (2002) con valores de 48.27% (41.07% - 55.47%), 56.2% (41% - 69%), 64% (52% - 64%) y 62% (29.02% - 94.98%) respectivamente; por lo tanto esto podría ser una característica propia de esta especie a diferencia de lo que se observa en la mayoría de mamíferos domésticos y silvestres.

La presencia de neutrófilos abastonados fue similar en los demás estudios; sin embargo, el ISIS (2002) reporta un valor de 11.42% en promedio para el sajino, el cual puede estar asociado a procesos inflamatorios debido a que no es normal hallar este tipo celular. En el cerdo se reporta valores normales de 1%.

Linfocitos

Se encontró un promedio de 42.32% (38.62% – 46.02%), observándose diferencias significativas con valores superiores reportados por Schalm *et al* (1975) de 65.25% (53.5% - 77%), y los del cerdo doméstico con un valor promedio de 53% (39% - 62%). Lo que evidencia una aparente linfopenia asociada a la neutrofilia y linfocitosis descrita. Sin embargo estos resultados son similares a los reportados por Navarrete (2000), Mayor (2004), Wallach *et al* (1971) e ISIS (2002) con 50.64% (43.68% – 57.6%), 35.5% (21% - 40%), 33% (23% - 44%) y 33.4% respectivamente.

Monocitos

En el presente trabajo no encontramos monocitos; contrariamente a lo descrito por Schalm *et al* (1975), quien halló un valor de 1.75%, igualmente el ISIS (2002), dio un reporte de 2.47% para el sajino y Medway *et al* (1986) reportó un valor de 5% para el cerdo doméstico.

Basófilos

Los resultados hallados para los basófilos fue de 1% en promedio (0.64% – 1.36%), éste es más alto que el reportado por Schalm *et al* (1975), quien reportó valores de 0.25%. Pero al comparar los resultados con el promedio del sajino del ISIS (2002) con un valor de 1.31%, se observó que ocurría lo contrario, estos eran menores. Medway *et al* (1986), no mencionó en su reporte valores de basófilos en cerdos domésticos.

Eosinófilos

Para los eosinófilos el valor promedio fue de 1.95% (1.4% – 2.5%), coincidiendo con los valores publicados por ISIS (2002) con 2.05%, Navarrete (2000) con 1.33% (0.81% - 1.85%) y Schalm *et al* (1975) con 1.25%. Cuando se comparó a la huangana con el cerdo doméstico, se pudo comprobar que el nivel de variación era ligera ya que este manifestó un valor de 3% (1% – 11%). Sin embargo Mayor (2004) reportó valores superiores a los encontrados en el estudio con 6.6% (2% - 14%), esto debido a que posiblemente los animales hayan estado parasitados durante la toma de muestras.

Respecto a la variable sexo no se observó diferencia estadística significativa tanto para la serie eritrocítica como para la serie leucocítica; sin embargo se puede apreciar que los machos presentan valores superiores a las hembras, lo cual se puede deber según Benjamín (1991) y Doxey (1987) al efecto eritropoyetico de la testosterona. Los linfocitos fueron la excepción, donde las hembras presentaron valores superiores, posiblemente al estado fisiológico de las hembras en el momento de la toma de muestras.

La edad no pudo ser evaluada al no contar con grupos homogéneos y por lo tanto no se pudo determinar diferencias entre los animales jóvenes y adultos. Sin embargo se puede apreciar ciertas diferencias respecto a sexo en animales adultos tanto para la serie eritrocítica como para la serie leucocítica. Así mismo aparentemente no hay diferencias significativas entre los animales adultos y jóvenes, observándose en éstos últimos un mayor rango de variación respecto a todos los índices evaluados.

Los datos obtenidos tanto para los valores eritrocíticos como para los leucocíticos presentan una alta dispersión respecto a los promedios obtenidos, lo cual puede estar relacionado a las técnicas utilizadas, así mismo no se descarta que sea una característica de los valores en esta especie.

La temperatura, frecuencia cardíaca y frecuencia respiratoria en la mayoría de los animales, estaba incrementada debido posiblemente al estrés producido por la captura, ya que los animales eran perseguidos hasta ser encerrados en un corral, para posteriormente ser evaluados.

VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

1) Los valores hematológicos obtenidos de la Huangana (*Tayassu pecari*) en el zoológico Patronato del Parque de las Leyendas, son similares a los reportados en estudios anteriores en el sajino (*Tayassu tajacu*) por Schalm *et al* (1975) referente a la serie eritrocítica y Navarrete (2000) en la serie leucocítica.

2) No se hallaron diferencias estadísticamente significativas entre machos y hembras en la serie eritrocítica y leucocítica.

3) Se recomienda incluir, por lo menos una vez al año exámenes sanguíneos (hemograma completo) en el control sanitario de huanganas criadas en cautiverio, los cuales servirán como método complementario de diagnostico.

VII. BIBLIOGRAFÍA

1. ***Aquino, R; Bodmer, R y Gil, J. 2001.*** Mamíferos de la Cuenca del Río Samiria: Ecología Poblacional y Sustentabilidad de la Caza. U.N.M.S.M. Instituto de Investigación de Ciencias Biológicas "Antonio Raimondi". Reserva Nacional Pacaya Samiria. Iquitos-Perú. 85p.

2. ***Benjamín, M. 1991.*** Manual de Patología Clínica en Veterinaria. 3ª Ed., p.9-129. Editorial LIMUSA. México.

3. ***Bodmer, R.; Puertas, P.; García, J.; Díaz, D. y Reyes, C. 1998.*** Game animals, palms and people of the flooded forest: Management considerations for the Pacaya-samiria National Reserve. En: *Advances in Economic Botany*. Perú, 13:217-232.

4. ***Bodmer, R. 1991.*** Strategies of seed dispersal and seed predation in Amazonian ungulates. Biotropica. 23: 255-261.

5. ***Bodmer, R. 1990*.** Responses of ungulates to seasonal inundations in the Amazon flood plain. En Journal of Tropical Ecology. 6:191-201.

6. ***Bodmer, R.; N.Y., Bendayan; L. Moya y T. Fang. 1990.*** Manejo de Ungulados en la Amazonía Peruana: análisis de la caza de subsistencia y la comercialización local, nacional e internacional. Boletín de Lima 70:49-56.

7. ***Bodmer, R. 1989.*** Frugivory in Amazonian Artiodactyla: Evidence for the evolution of the ruminant stomach. Journal of Zoology. 219:457-467.

8. ***Bodmer, R; T. Fang y L. Moya. 1988.*** Estudio y Manejo de los Pecaries (*Tayassu tajacu* y *Tayassu pecari*) en la Amazonía Peruana. En "Matero" Órgano de Difusión Científica. Año 1. N°2. p.18-25. Facultad de Ingeniería Forestal. Universidad Nacional de la Amazonía Peruana. Iquitos-Perú.

9. ***Booth, N.H. 1988.*** Anestésicos intravenosos y otros anestésicos parenterales. En: Farmacología y Terapéutica Veterinaria. Vol.1. Cap. 13. Eds. Booth, N.H. y Macdonald, L.E. Editorial Acribia, Zaragoza.

10. ***Brack, A. 1987.*** La fauna. Gran Geografía del Perú. Naturaleza y Hombre. Vol. III, Cap. 1, Eds. Manfer, J y Mejía Baca. 243p. España.

11. ***Broad, S. 1984.*** "The Pecari skin trade". Traffic Bull. 6:27-28.

12. ***Crandell, L.S. 1964.*** Artiodactyla. In Crandell: The management of wild mammals in captivity. p.521-530. The University of Chicago Press. Chicago.

13. ***Curtis, S. 1980.*** The environment in swine housing. The New York Pork Industry Handbook. Cooperative Extension Service. p.56. Cornell University Press. Ithaca, NY.

14. ***Doxey, D.L. 1987.*** Patología clínica y procedimientos de diagnósticos en veterinaria. 2ª. Ed., p.185-194. Editorial El Manual Moderno S.A. México.

15. ***Emmons, L y Feer, F. 1990***. Neotropical Rainforest Mammals. A Field guide. p.151-152. University of Chicago Press. Chicago.

16. ***Fowler, M. 1993***. Zoo & Wild Animal Medicine, Current Therapy 3. p.513-521. W.B Saunders Company. Denver, Colorado.

17. ***Fowler, M. 1986.*** Zoo & Wild Animal Medicine. 2th. Ed., p.964-967. W.B Saunders Company. Denver, Colorado.

18. ***Fradich, H. 1986***. Schweine als Zootiere. Zool. Garten. 56:7-19.

19. ***Fragoso, J. M. V. 1994.*** Large mammals and the community dynamics of an Amazonian rainforest. Ph. D. thesis. University of Florida. USA. 210p.

20. ***Fritschen, R.D y A.J. Muehling. 1980.*** "Space requirements for Swine". The New York Pork Industry Handbook. Cooperative Extension Service. p.64. Cornell Univ. Press. Ithaca, NY.

21. ***Gottdenker, N. y Bodmer, R. 1998.*** Reproduction and productivity of White-lipped and collared pecaries in the Peruvian Amazon. Journal of Zoology. 245: 423-430.

22. ***Grimwood, I.R. 1968.*** Notes on the distribution and status of some Peruvian Mammals. American Committee for International Wild Life Protection and New York Zoological Society, Bronx, New York, USA, Special Publication. 21:65.

23. ***Hoogesteijn, R. 1980***. Los báquiros. Cerdos salvajes de América tropical. Natura (Caracas), 68:4-9.

24. **Houston, W. 2004.** Estándares de zoológico para el mantenimiento de cerdos salvajes en cautividad (online). Disponible en URL: http://www.Zcog.org/eng/index.htm

25. ***Hwindberg-Hansen. H. 1970***. Utilization of the white-lipped peccary (*Tayassu albirostris* Illiger) in Peru. FAO Forestry Research and Training Project UNDP/SF N° 116. La Molina. 10 p.

26. ***International Species Information System. 2002.*** Clinical Pathology Records Report- ISIS/ In house Reference Values Mammals**.** http://www.worldzoo.org/

27. ***Junge, R.E. y R.E. Miller. 1989.*** Suspected nutritional myopathy in Vietnamese potbellied pigs (*Sus scrofa*). Journal of zoo and Wild. Medicine. 20(4):478-481.

28. ***Kiltie, R. 1980.*** Seed predation and group size of rainforest peccaries. 170 p. Princeton Univ. Princeton.

29. ***Kiltie, R. 1982.*** Bite force as a basis of niche differentiation between rain forest peccaries. Biotropica. 14:188-195.

30. **Kiltie, R. y Terborgh, J. *1983*.** Observations on the behavior of rain forest peccaries in Peru: Why do white-lipped peccaries form herds?. Tierpsychologia. 62:241-255.

31. **Lannek, N.; Lindberg, P.; Nilsson, G.; Nordstrom, G. y K. Ostradius. *1961.*** Production of Vitamin E deficiency and muscular dystrophy in pigs. Res. Vet. Sci. 2:67-72.

32. **Leopold, A. *1982***. Fauna silvestre de México. Pax-México. 608p.

33. **Leopold, A. *1959***. Wildlife of Mexico. Pp568. Uni. California Press, Berkeley.

34. **March, I. *1990***. Evaluación de habitat y situación actual del pécari de labios blancos *Tayassu pecari* en México. Tesis de maestría. Programa Regional de manejo de vida silvestre para Mesoamérica y el Caribe. Universidad Nacional Heredia. Costa rica. 237p.

35. **Mattheijj, J.A.M y Pijkeren, T.A. *1977.*** Plasma prolactin in undisturbed cannulated male rats: effects of perphenazine, frequent sampling, stress and castration plus oestrone treatment. Acta endocrinologica. 84:51-61.

36. **Mayer, J. y Wetzel, R. *1987***. *Tayassu pecari*. Mammalian Species. 293:7.

37. **Mayer, J. y Brandt, P. *1982***. Identity, distribution, and natural history of the peccaries, Tayassuidae. Mammalian Biology in South America. p.433-455. Univ. Pittsburg.

38. ***Mayor, P. 2004*.** Fisiología reproductiva y desarrollo de métodos diagnósticos del estado reproductivo de la hembra del pécari de collar (*Tayassu tajacu*) de la amazonía. Tesis Doctoral. Fac. Med. Vet. Univ. Autónoma de Barcelona, España. 160p.

39. ***Medway, W; Prier, J. y Wilkinson, J. 1986.*** Patología Clínica Veterinaria. 1ª. Ed., p.15-19; 208-248. Editorial Hispano-americana, S.A. México.

40. ***Navarrete, M. 2000.*** Estudio Hematológico Comparativo del sajino (*Tayassu tajacu*) criado en cautiverio en Lima e Iquitos. Tesis Bachillerato. Fac. Med. Vet. Univ. Nac. Mayor San Marcos, Lima. 45p.

41. ***Norwalk, R.M. y Paradiso, J.L. 1983.*** Walker´s mammals of the world. 4th. Ed., Vol. II. p.1173-1185. Baltimore, johns Hopkins University Press.

42. ***Roots, C. 1966***. Notes on the breeding of white-lipped peccaries *Tayassu albirostris* at Dudley Zoo. Internatl. Zoo Yearbook. 6:198-199.

43. ***Sack, W. O. 1982.*** Essentials of pig anatomy. 4th Ed. p.63. Veterinary Textbooks. Ithaca, NY.

44. ***Schalm, O.; Jain, N. y Carrol, E. 1975***. Veterinary Hematology. 3th Ed. p.272- 277. Lea & Febiger Edition. Philadelphia, USA.

45. ***Sick, H. 1993.*** Birds in Brazil. p.45. Princeton University Press,USA

46. ***Sociedad Española para las Ciencias del Animal de Laboratorio. 1993***. Extracción de sangre en los mamíferos y aves de Laboratorio (online).

Laboratory Animal. Vol. 27, p.1-22. Disponible en: URL: http://www.secal.es/home.htm (05/04/2004).

47. ***Sodikoff, C. H. 1996.*** Perfiles de Laboratorio en las enfermedades de los pequeños animales. 2ª. Ed., p.9. Editorial Mosby, Clamades, S.L. España.

48. ***Sowls, L. 1997.*** Javelinas and other Peccaries: their Biology, Management, and Use. 2th. Ed. p.105-121. Texas A & M University Press, College Station USA.

49. ***Sowls, L. 1984***.The Peccaries. University of Arizona Press. Tucson, USA. 251p.

50. ***Sowls, L. 1978***. Collared peccary. *En* Schmidt and Gilbert. p.191-205.

51. ***Tapia, M. 1996.*** Guía para el manejo y cría del "pecari o puerco sahino" (*Pecari tajacu*). Secretaria Ejecutiva del Convenio Andrés Bello (SECAB)- Área de Ciencia y Tecnología y Área de Cultura. N° 61. Ed. Guadalupe Lida. Santa Fe de Bogotá-Colombia. 37p.

52. ***Vickers, W.T. 1991.*** Hunting yields and game composition over ten years in an Amazonian Indian territory. En: Neotropical wildlife use and conservation. University of Chicago Press, Chicago. p.53-81.

53. ***Wallach, J.; Russell, W. y Herman, K. 1971***. The normal Hematology and serum chemistry of the collared peccary. J. Zoo Anim. Med. 2:31.

54. ***Wallach, J. y Boever, W. 1983***. Diseases of exotic animals, medical and surgical management. p.631-652. W.B Saunders Company. Denver, Colorado.

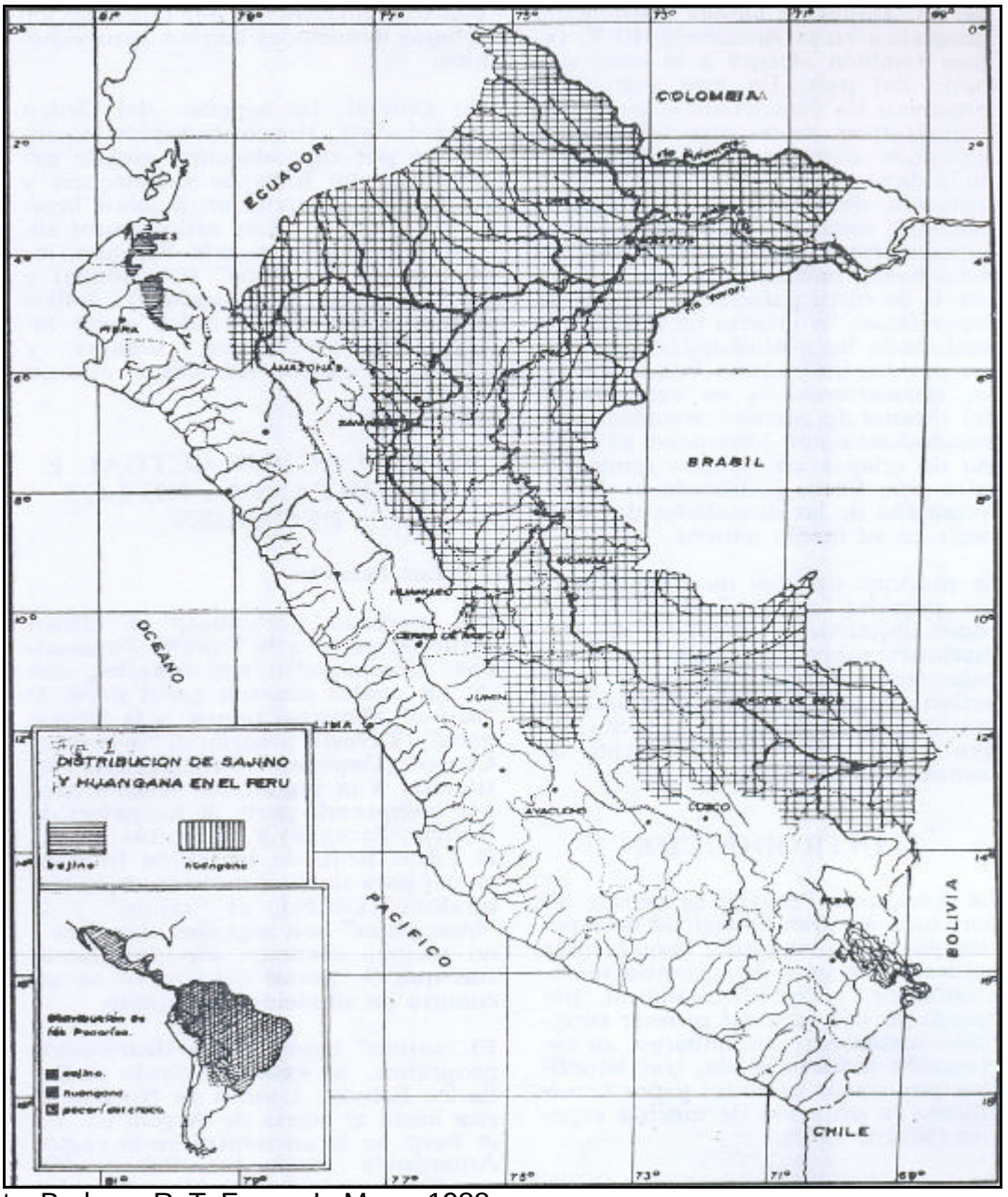
55. ***Wetzel, R.M. 1977.*** The Chacoan peccary Catagonus wagneri (Rusconi). Bull. Carnegie Mus. 3:1-36.

56. ***Whitehair, C.K. y E.R. Miller. 1981.*** Nutritional deficiencies. Diseases of Swine. p.663-670. University Press. USA.

57. ***Yale, C.E y Torhorst, J.B. 1972.*** Critical bleeding and Plasma volumes of the adult germfree rat. Laboratory Animal Science. 22:467-471.

APENDICE

FIG. 1. DISTRIBUCIÓN DE LA HUANGANA EN EL PERÚ.



Fuente: Bodmer, R; T. Fang y L. Moya. 1988

FIG. 2. DISTRIBUCIÓN DE LA HUANGANA (*Tayassu pecari*) EN AMÉRICA DEL SUR



Fuente: Mayer y Wetzel, 1987

FIG. 3. INSTALACIONES DE LAS HUANGANAS EN EL ZOOLÓGICO PATPAL.



FIG. 4. FROTICES SANGUÍNEOS DE HUANGANAS (coloración Wright)

a)Basófilo, b)Neutrófilo, c)Linfocito, d)Eosinófilo

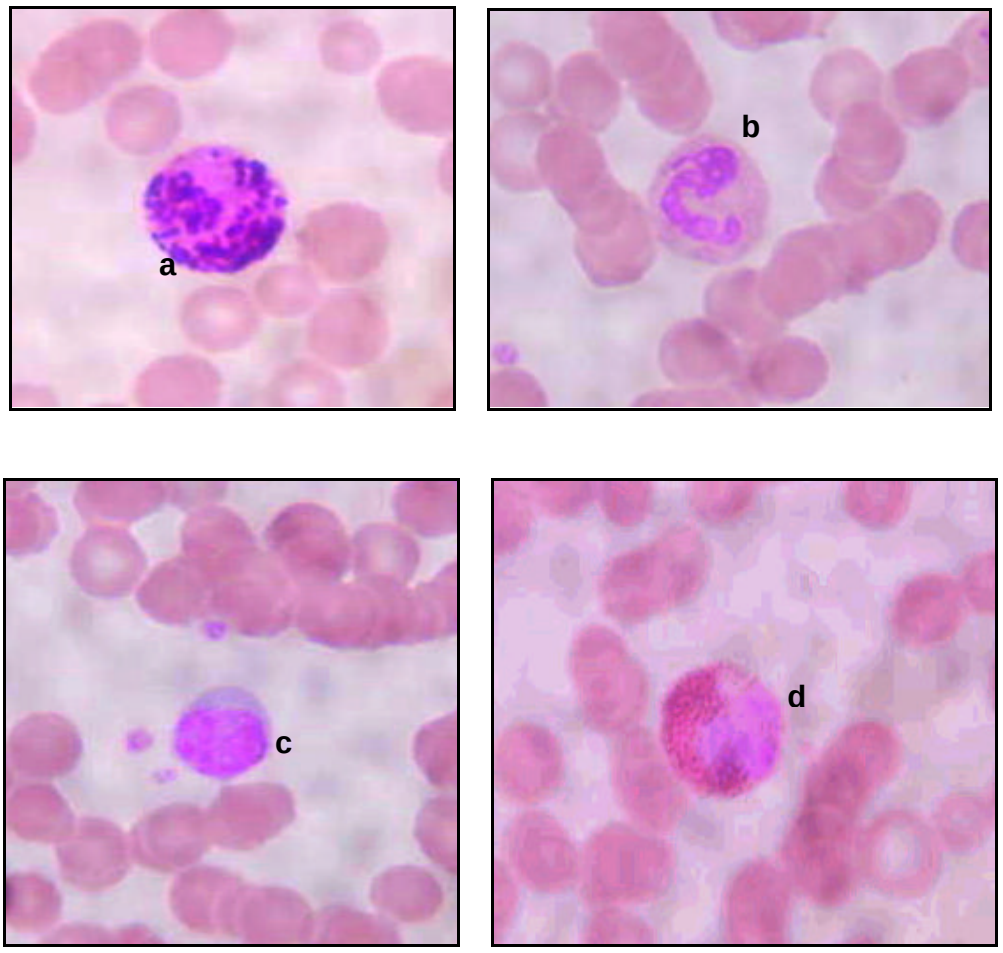


FIG. 5. FROTIS SANGUÍNEO (coloración Wright)

a)pilas globulares, b)neutrófilo, c)linfocito.

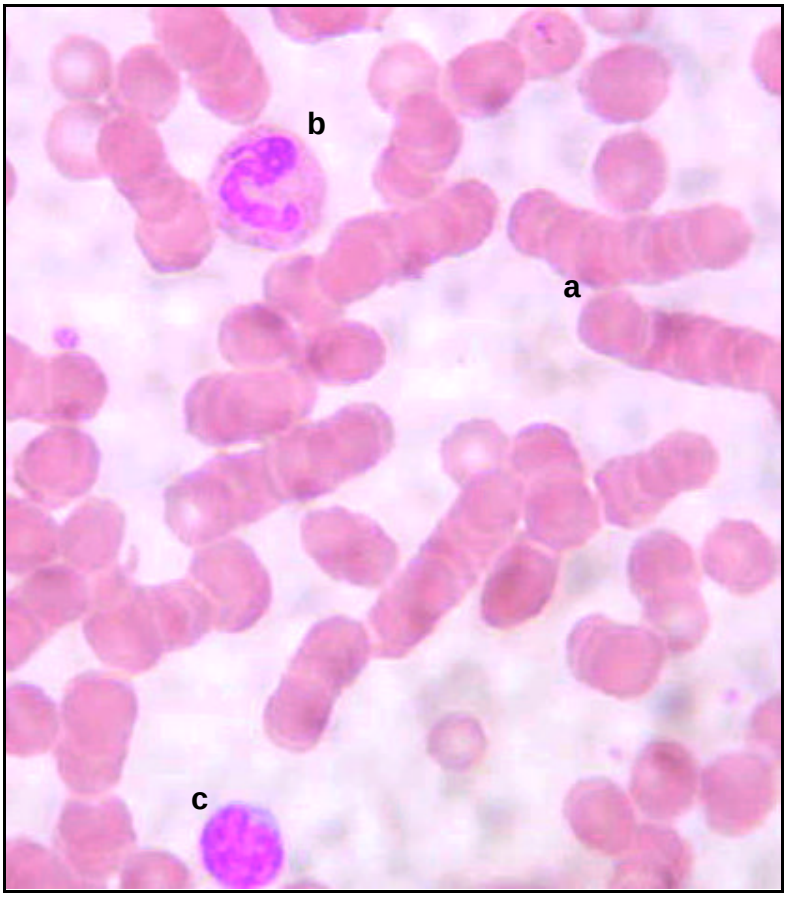


Tabla 1. **TABLA COMPARATIVA DE LOS PROMEDIOS DE LA SERIE ERITROCÍTICA DE LA HUANGANA (*Tayassu pecari*), SAJINO (*Tayassu tajacu*) Y DEL CERDO DOMÉSTICO (*Sus scrofa domesticus*).**

Serie eritrocítica (Media)	estudio *Tayassu pecari*	Mayor, p (2004) *Tayassu tajacu*	ISIS (2002) *Tayassu tajacu*	Navarrete (2000) *Tayassu tajacu*	Schalm *et al* (1975) *Tayassu sp.*	Wallach *et al* (1971) *Tayassu tajacu*	Medway et al (1986) Cerdo
G.Rojos ($x10^6$/ul)	8.15	9.2	6.8	6.36	8.22	-	6.5
Hb (g/dl)	13.13	16.7	12.7	15.48	13.8	14.38	13
Ht (%)	44.23	44.5	39	35.09	45	42.75	42
VCM (fl)	54.71	48.7	59.2	-	54.7	-	63
CHCM (Pg)	29.65	35.6	32.4	-	30.65	-	32
HCM (g/dl)	16.20	17.9	19.6	-	16.75	-	20

Tabla 2. **TABLA COMPARATIVA DE LOS PROMEDIOS DE LA SERIE LEUCOCÍTICA DE LA HUANGANA (*Tayassu pecari*), SAJINO (*Tayassu tajacu*) Y DEL CERDO DOMÉSTICO (*Sus scrofa domesticus*).**

Serie Leucocítica (Media)	estudio *Tayassu pecari*	Mayor, P (2004) *Tayassu tajacu*	ISIS (2002) *Tayassu tajacu*	Navarrete (2000) *Tayassu tajacu*	Schalm *et al* (1975) *Tayassu sp.*	Wallach *et al* (1971) *Tayassu tajacu*	Medway et al (1986) Cerdo
G.Blancos ($x10^3$/ul)	12.29	10.6	7.88	13.77	7.25	7.84	16.0
Abastonad (%)	0.05	-	11.42	1.33	-	-	1
Neutrófilos (%)	54.66	56.2	62	48.27	31.5	64	37
Linfocitos (%)	42.32	35.5	33.41	50.64	65.25	33	53
Monocitos (%)	-	-	2.49	-	1.75	2	5
Basófilos (%)	1	-	1.31	-	0.25	-	-
Eosinófilos (%)	1.95	6.6	2.04	1.33	1.25	1.5	3

Tabla 3. Valores fisiológicos de los 44 animales muestreados

N°	Peso (kg)	Sexo	Edad	T° (°C)	FC (lat/min)	FR (resp/min)
1	33	M	>1	37.8	96	36
2	36	M	>1	39.6	102	36
3	36	M	>1	38.5	104	36
4	42	M	>1	37	88	44
5	36	M	>1	38.2	96	40
6	46	M	>1	38.8	88	36
7	44	M	>1	37.5	120	40
8	37	M	>1	38.2	90	40
9	38	M	>1	40.1	80	48
10	38	M	>1	37.6	100	44
11	38	M	>1	38.7	95	60
12	37	M	>1	38.9	96	48
13	46	M	>1	39.6	104	44
14	45	M	>1	39.2	120	24
15	41	M	>1	39.4	96	36
16	42	M	>1	39.6	96	40
17	38	M	>1	38.2	84	44
18	33	M	>1	41.8	136	108
19	28	M	<1	39.4	96	40
20	25	M	<1	41.5	128	120
21	24	M	<1	41.7	100	68
22	22	M	<1	41.4	152	136
23	20	M	<1	39.9	100	40
24	55	H	>1	39.4	94	44
25	55	H	>1	38.4	95	40
26	42	H	>1	38.9	90	48
27	41	H	>1	38.9	96	48
28	33	H	>1	38.1	104	40
29	41	H	>1	38.5	104	36
30	50	H	>1	39.7	96	40
31	46	H	>1	39.2	104	48
32	35	H	>1	39.2	100	60
33	50	H	>1	39.2	104	60
34	46	H	>1	39.2	123	40
35	40	H	>1	39.2	116	48
36	55	H	>1	39	166	28
37	40	H	>1	40.3	80	56
38	50	H	>1	39.1	132	24
39	35	H	>1	41.1	104	28
40	47	H	>1	39.1	108	40
41	39	H	>1	41.2	124	60
42	43	H	>1	40.4	112	112
43	30	H	<1	39.7	80	32
44	34	H	<1	40.4	128	44

Tabla 4. Valores de la serie eritrocítica de los 44 animales muestreados

Nº	Sexo	Ht (%)	Hb (g/dl)	Grojos ($x10^6$)	VCM (fl)	HCM (pg)	CHCM (g/dl)
1	M	45	13.8	7.8	57.5	17.7	30.6
2	M	44	13.2	7.23	60.9	18.3	30
3	M	40	12	7.21	55.5	16.6	30
4	M	40	12	7.14	56	16.8	30
5	M	42	13.1	7.59	55.3	17.3	31.2
6	M	48	14	8	60	17.5	29.2
7	M	44	13.6	8.9	49.4	15.3	30.9
8	M	48	14.5	9.56	50.2	15.2	30.2
9	M	46	13.4	8	57.5	16.8	29.1
10	M	41	12.2	7.7	53.2	15.8	29.8
11	M	40	11.6	7.08	56.5	16.4	29
12	M	48	14.5	8.81	54.5	16.5	30.2
13	M	46	12.9	7.86	58.5	16.4	28
14	M	46	13.9	9.8	46.9	14.2	30.2
15	M	44	13.2	7.9	55.7	16.7	30
16	M	43	12	8.14	52.8	14.7	27.9
17	M	47	13.9	10.08	46.6	13.8	29.6
18	M	45	13.1	8.67	51.9	15.1	29.1
19	M	40	11.9	6.48	61.7	18.4	29.8
20	M	44	12.5	8.18	53.8	15.3	28.4
21	M	49	15.4	9.9	49.5	15.6	31.4
22	M	47	14.4	8.38	56.1	17.2	30.6
23	M	45	13.4	8.6	52.3	15.6	29.8
24	H	49	15	9.04	54.2	16.6	30.6
25	H	46	12	7.5	61.3	16	26.1
26	H	46	13.4	9.56	48.1	14	29.1
27	H	41	12.1	7.8	52.6	15.5	29.5
28	H	47	14.3	9.6	49	14.9	30.4
29	H	46	13.9	9	51.1	15.4	30.2
30	H	42	13	7.52	55.9	17.3	30
31	H	39	11.8	7.19	54.2	16.4	30.3
32	H	43	12.8	7.83	54.9	16.3	29.8
33	H	43	12.8	7.64	56.3	16.8	29.8
34	H	40	11.9	7.4	54.1	16.1	29.8
35	H	45	12.9	8.08	55.7	15	28.7
36	H	45	12.9	7.39	60.9	17.5	28.7
37	H	49	14.9	9.9	49.5	15.1	30.4
38	H	39	11.1	6.37	61.2	17.4	28.5
39	H	43	12.9	8.22	52.3	15.7	30
40	H	46	13.5	6.95	66.2	19.4	29.3
41	H	47	14.1	9.71	48.4	14.5	30
42	H	44	13.4	7.21	61	18.6	30.5
43	H	44	12.9	8.61	51.1	15	29.3
44	H	40	11.4	7.05	56.7	16.2	28.5

Tabla 5. Valores de la serie leucocítica de los 44 animales muestreados

N°	Sexo	Gblancos ($x10^3$)	N (%)	L (%)	E (%)	B (%)	Abast.(%)
1	M	10.55	72	21	1	6	0
2	M	13.9	70	22	3	5	0
3	M	12.5	68	30	1	1	0
4	M	14	64	26	8	1	1
5	M	9.8	68	30	1	1	0
6	M	13.75	65	32	3	0	0
7	M	10.5	73	25	1	1	0
8	M	10.7	29	63	7	1	0
9	M	11.25	34	64	2	1	0
10	M	8.6	58	40	0	2	0
11	M	10.1	50	45	3	2	0
12	M	13.15	60	39	1	0	0
13	M	10.35	47	52	1	0	0
14	M	8.8	54	41	5	0	0
15	M	14.65	37	59	2	2	0
16	M	17.8	66	32	2	0	0
17	M	17.45	53	46	0	1	0
18	M	12.5	46	52	1	1	0
19	M	14.8	68	30	1	1	0
20	M	21.35	41	55	2	2	0
21	M	14.5	56	42	1	1	0
22	M	14.55	36	63	1	0	0
23	M	10.75	55	45	0	0	0
24	H	8.15	63	36	0	0	1
25	H	9.5	54	41	3	2	0
26	H	16.8	55	45	0	0	0
27	H	9.6	59	40	1	0	0
28	H	10.55	47	52	2	1	0
29	H	9.5	40	58	2	0	0
30	H	7.6	33	64	2	1	0
31	H	11.3	43	56	1	0	0
32	H	12.35	60	35	4	1	0
33	H	11.6	68	32	0	0	0
34	H	9.75	68	30	2	0	0
35	H	15.3	46	51	1	2	0
36	H	11.4	68	29	2	1	0
37	H	13.95	38	59	1	2	0
38	H	8.1	60	33	6	1	0
39	H	12.8	62	37	1	0	0
40	H	11.9	73	21	4	2	0
41	H	12.3	52	46	1	1	0
42	H	12.65	50	47	1	2	0
43	H	11.9	62	38	0	0	0
44	H	17.25	34	61	5	0	0