



UNIVERSIDAD MICHOCANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECHNIA

**VALORES HEMATOLÓGICOS EN PERROS DE LA PRADERA DE
COLA NEGRA (*Cynomys ludovicianus*) ALOJADOS EN EL PARQUE
ZOOLOGICO BENITO JUÁREZ DE MORELIA MICHOCÁN**

TESIS QUE PRESENTA:

P.M.V.Z. HERRERA RAMÍREZ ALEJANDRO ERNESTO

**PARA OBTENER EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO
ZOOTECNISTA**

ASESOR: MC. SALVADOR PADILLA ARELLANES.

COASESOR: ALEJANDRO STRIEDINGER CARDONA

Morelia, Michoacán 10/2018



UNIVERSIDAD MICHOCANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECHNIA

**VALORES HEMATOLÓGICOS EN PERROS DE LA PRADERA DE
COLA NEGRA (*Cynomys ludovicianus*) ALOJADOS EN EL PARQUE
ZOOLOGICO BENITO JUÁREZ DE MORELIA MICHOCÁN**

TESIS QUE PRESENTA:

P.M.V.Z. HERRERA RAMÍREZ ALEJANDRO ERNESTO

**PARA OBTENER EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO
ZOOTECNISTA**

Morelia, Michoacán 10/2018

ÍNDICE

RESUMEN	7
1.- INTRODUCCIÓN	1
Objetivo general	2
Objetivos específicos.....	2
Hipótesis	3
2.- MARCO TEÓRICO	3
2.1 GENERALIDADES DE LOS PERROS DE LAS PRADERAS	3
2.1.1 Perro de las praderas de cola negra (<i>Cynomys ludovicianus</i>)	4
2.2 TOMA DE MUESTRA SANGUÍNEA	6
2.3 MÉTODOS DE CONTENCIÓN	7
2.4 HEMOGRAMA	8
2.4.1 Eritrocitos:.....	8
2.4.2 Leucocitos.....	9
2.4.2.1 Granulocitos:.....	9
2.4.2.2 Agranulocitos.....	11
2.4.3 Plaquetas.....	11
2.5 BIOQUÍMICA SANGUÍNEA.....	12
2.5.1 Proteínas plasmáticas:.....	12
2.5.1.1 Albúmina.....	14
2.5.1.2 Globulinas.....	14
2.5.1.3 Relación a/g.....	14
2.5.2 Lipoproteínas.....	15
2.5.2.1 Colesterol.....	15
2.5.3 Perfil renal.....	16
2.5.3.1 Nitrógeno de urea.....	16
2.5.3.2 Creatinina.....	16
2.5.3.3 Relación urea/creatinina.....	17
2.5.4 Electrolitos y Ácido-base.....	17
2.5.4.1 Sodio.....	18

2.5.4.2 Potasio.....	18
2.5.4.3 Cloro.....	19
2.5.5 Perfil hepático.....	19
2.5.5.1 Enzimas.....	20
2.5.5.1.1 Alanina aminotransferasa (ALT).....	20
2.5.5.1.2 Fosfatasa alcalina (FA).....	21
2.5.5.1.3 Gamma-glutamilttransferasa (GGT).....	21
2.5.5.1.4 Aspartato aminotransferasa (AST).....	22
2.5.6 Alteración del calcio, fósforo y magnesio.....	22
2.5.6.1 Calcio.....	22
2.5.6.2 Fósforo.....	23
3.- MATERIALES Y MÉTODOS	25
4.- RESULTADOS	27
Toma de muestra 29/11/17	31
Valores generales	34
Hallazgos morfológicos en el frotis sanguíneo	35
5.-DISCUSIÓN	39
6.- CONCLUSIÓN	42
7.- BIBLIOGRAFIA	42

ÍNDICE DE GRAFICAS

Tabla 1. Hemograma de perros de la pradera muestreados el 28/10/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=6).....	28
Tabla 2. Bioquímica sanguínea en perros de la pradera muestreados el 28/10/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=6).....	29
Tabla 3. Promedios de los resultados en el hemograma de los perros de la pradera de muestra sanguínea obtenida el 28/10/17del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=6) y su comparación con los intervalos de ISIS. ORG.....	30
Tabla 4. Promedios generales de la bioquímica sanguínea de los perros de la pradera muestreados el día 28/10/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=6) y su comparación con los intervalos de ISIS. ORG.....	31
Tabla 5. Hemograma de los perros de la pradera muestreados el día 29/11/17 en el Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=7).....	32
Tabla 6: Bioquímica sanguínea de los perros de la pradera muestreados el 29/11/17 en el Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=7).....	32
Tabla 7: Promedios generales del hemograma de los perros de la pradera muestreados el día 29/11/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=7) y su comparación con los intervalos de ISIS.....	33
Tabla 8: Promedios generales de la bioquímica sanguínea de los perros de la pradera muestreados el día 29/11/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=7) y su comparación con los intervalos de ISIS.....	33

Tabla 9: Promedios generales del hemograma de los perros de la pradera del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=9) y su comparación con los intervalos de ISIS.....	34
---	----

Tabla 10: Promedios generales de la bioquímica sanguínea de los perros de la pradera del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=9) y su comparación con los intervalos de ISIS.....	35
---	----

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Perro de la pradera (<i>Cynomys ludovicianus</i> (deanimalia.com, 2008).....	6
---	---

Figura 2. Monocito de perro de la pradera en coloración Wright visto a 100x. Se aprecia el núcleo arriñonado.....	36
---	----

Figura 3: Eosinófilo de perro de la pradera con tinción Wright visto a 100x. Nótese el citoplasma basófilo y granulos de coloración eosinófila agrupados unipolarmente....	39
--	----

Figura 4: plaquetas de perro de las praderas con tinción Wright visto a 100x. En la mayoría de los frotis se encontraron cúmulos de plaquetas. Nótese su forma fusiforme.....	37
---	----

Figura 5: linfocito de perro de la pradera en coloración Wright visto a 100x. Se aprecia escaso citoplasma basófilo alrededor del núcleo.....	37
---	----

Figura 6 leucocitos y plaquetas de perro de las praderas con tinción Wright visto a 100x. Se aprecia un eosinófilo en banda (flecha amarilla), cúmulos plaquetarios (flecha negra), y dos neutrófilos (flechas rojas).....	38
--	----

RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue obtener los propios valores hematológicos (hemograma y bioquímica sanguínea) en perros de la pradera de cola negra (*Cynomys ludovicianus*) en la colección del Zoológico Benito Juárez de Morelia Michoacán. Se realizó en dos sesiones (28/10/17 y 29/11/18). El primer muestreo fue en 6 perros de la pradera de los 9 en total y el segundo en 8. Fueron hechas tablas en formato Excel en donde se registraron los resultados obtenidos de cada analito en todas las muestras individualmente, utilizando las Unidades Internacionales para su medición. Posteriormente se realizaron promedios de los resultados obtenidos en todos los análisis y fueron comparados con los rangos establecidos por la pagina ISIS.ORG. Los valores obtenidos fueron en hematocrito (0.32 -0.53 L/L), hemoglobina (119-145 g/L), proteínas totales (53-82 g/L), Leucocitos ($4-9 \times 10^9/L$). En la bioquímica sanguínea fueron en glucosa (5.9-13.1mmol/L), colesterol (2-4.5 mmol/L), urea (5.6-15.8 mmol/L), creatinina (10-100 $\mu\text{mol/L}$), ALT (35-183 U/L), AST (91-231 U/L), FA (24-511 U/L), bilirrubina total (10.3-33 $\mu\text{mol/L}$), proteínas totales (80-96 g/L), albúmina (24.7-37.5 g/L), globulinas (49.8-58.4 g/L), relación A/G (0.66-0.7), fósforo (1.5-2.5 mmol/L), cloro (102-133 mmol/L) y bicarbonato (4-20 mmol/L). Llama la atención la linfocitosis, desviación a la izquierda y monocitosis en el hemograma, mientras, que en la bioquímica se encontraron elevaciones de enzimas hepáticas (ALT, AST, y FA), hiperbilirrubinemia, hiperproteinemia, hiperglobulinemia, relación A/G bajo, e hipercloremia. Tener los propios estudios hematológicos, permite conocer los parámetros adecuados en que se encuentra la propia colección en esta especie, además de variaciones producidas por diversos factores.

Palabras clave: perros de la pradera, hemograma, bioquímica, análisis, rangos, colección

SUMMARY

The objective of this work was to obtain the hematological values of the blood (blood count and blood chemistry) in dogs of the black-tailed prairie (*Cynomys ludovicianus*) in the collection of the Zoológico Benito Juárez de Morelia in Michoacán. It was carried out in two sessions (10/28/17 and 11/29/18). The first sampling was in 6 prairie dogs of the 9 in total and the second in 8. The tables were made in Excel format where the results obtained from each analytic were recorded in all the samples individually, using the International Units for their measurement. Subsequently, averages of the results obtained in all the analyzes carried out were made in ISIS.ORG. The values obtained were hematocrit (0.32 -0.53 L/L), hemoglobin (119-145 g/L), total flora (53-82 g/L), Leukocytes. (4-9 10^9 /L). In the blood biochemistry they were in glucose (5.9-13.1 mmol/L), cholesterol (2-4.5 mmol/L), urea (5.6-15.8 mmol/L), creatinine (10-100 μ mol/L), ALT (35- 183 U/L), AST (91-231 U/L), FA (24-511 U/L), total bilirubin (10.3-33 μ mol/L), total flora (80-96 g/L), albumin (24.7-37.5 g/L), globulins (49.8-58.4 g/L), A/G ratio (0.66-0.7), phosphorus (1.5-2.5 mmol/L), chlorine (102-133 mmol/L) and bicarbonate (4-20 mmol/L). It draws attention to lymphocytosis, deviation to the left and monocytosis in the hemogram, while in the biochemistry it is elevated to liver enzymes (ALT, AST, and FA), hyperbilirubinemia, hyperproteinemia, hyperglobulinemia, low A/G ratio, and Hyperchloremia Having the hematological studies themselves, allows knowing the adequate parameters in which the collection itself is found in this species, in addition to the appropriate movements.

Key words: prairie dogs, blood count, biochemistry, analytic, range, collection.

1.- INTRODUCCIÓN

La clínica en animales exóticos ha estado expandiéndose en los últimos años por la popularidad de mascotas no convencionales y una mayor presión ejercida a los países para la conservación de su fauna silvestre (Aguilar, *et al.*, 2010). Los veterinarios que trabajan con estos animales enfrentan gran cantidad de retos para determinar como la crianza puede afectar el estado de salud y la realización de los exámenes diagnósticos más apropiados para confirmar una enfermedad específica (Mitchel, *et al.*, 2016).

La evaluación hematológica proporciona una valiosa información del estado de salud del animal. Esta herramienta diagnóstica es en mamíferos exóticos similar al de los animales domésticos (Jacobson., 2007). Sin embargo, no es tan confiable y específico como el de los domésticos, debido a estudios limitados, las variaciones asociadas a la colección de sangre, manejo del animal, estado fisiológico y procedimientos en laboratorio (Thrall *et al.*, 2004; Stahl., 2006).

Al igual que otras especies exóticas, los perritos de la pradera han generado interés tanto como mascotas, animales de laboratorio para diversos estudios, además de generar relevancia en sus ecosistemas como alimento para varios depredadores (el coyote, el lince, el tejón, el águila real, igualmente de algunas especies de serpientes) de los cuales muchos se encuentran en peligro de extinción o en amenaza (Hoogland., 1995; Cappelletti, *et al.*, 2016). Actualmente se ha reducido la cantidad de poblaciones de esta especie por distintas causas: enfermedades exóticas, pérdida del hábitat por la agricultura y la urbanización, fragmentación del hábitat, la caza y el desecho de productos tóxicos en su hábitat (IUCN., 2017). Ahora se encuentran en la lista de la NOM-059-SEMANART-2010 en la categoría de riesgo Amenazada (A) y es especie prioritaria. Además de que están en desarrollo programas de acción y conservación de la especie (CONABIO., 2010).

La importancia del trabajo reside en tener valores de referencia de hematología, propios de los perritos de la pradera de la colección del zoológico, ya que es lo más recomendado debido a las variaciones antes mencionadas.

OBJETIVO GENERAL

Establecer los valores hematológicos de la colección de perros de la pradera de cola negra en el Parque Zoológico Benito Juárez, a través de su muestreo y análisis sanguíneo sistematizado, para el establecimiento del estado de salud de este grupo en particular.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la concentración del hematócrito y hemoglobina en los ejemplares de perros de la pradera de cola negra (*Cynomys ludovicianus*).
- Determinar la concentración de leucocitos en los ejemplares de perros de la pradera de cola negra (*Cynomys ludovicianus*).
- Estimar el número de plaquetas en los ejemplares de perros de la pradera de cola negra (*Cynomys ludovicianus*).
- Identificar los diferentes tipos celulares encontrados en los frotis sanguíneos propios de perros de la pradera de cola negra (*Cynomys ludovicianus*).
- Determinar la concentración de analitos en la bioquímica sanguínea de perros de la pradera de cola negra (*Cynomys ludovicianus*).
- Comparar los valores obtenidos con otros estudios realizados de la misma especie.
- Complementar con los valores de referencia hematológicos de perros de la pradera de cola negra (*Cynomys ludovicianus*) en ISIS.org.

HIPÓTESIS

Los valores hematológicos obtenidos en los perros de la pradera serán de utilidad como referencia para los casos clínicos que se presenten en esta colección en el Parque Zoológico Benito Juárez.

2.- MARCO TEÓRICO

2.1 GENERALIDADES DE LOS PERROS DE LAS PRADERAS

- Renio: *Animalia*
- Filo: *Chordata*
- Clase: *Mammalia*
- Orden: *Rodentia*
- Suborden: *Sciromorphia*
- Familia: *Sciuridae*
- Subfamilia: *Sciuridae*
- Tribu: *Marmotini*
- Sub tribu: *Spermophilina*
- Subgénero: *Cynomys rafinesque*
- Género: *Cynomys*
- Especie: *Cynomys ludovicianus* (Long., 2002; Cappelletti., 2016).

Su nombre *Cynomys* deriva del griego y significa perro-rata (Cappelletti., 2016). Es un mamífero terrestre perteneciente al orden de los roedores y al suborden de los esciromorfos. Todas las especies de perritos de la pradera viven en grupos familiares llamadas cuadrillas (solo en los perritos de la pradera de cola negra y mexicanos), o clanes (para el resto de las otras especies). Las hembras usualmente permanecen

en su territorio natal, mientras que los machos se dispersan antes de entrar a la madurez sexual (Hoogland., 1995; Cappelletti., 2016).

El patrón de apareamiento típico de ellos es polígono, con un solo apareamiento del macho con múltiples hembras en sus clanes. Aunque, en algunos casos puede darse que otro macho pueda aparearse (Hoogland., 1995).

2.1.1 PERRO DE LAS PRADERAS DE COLA NEGRA (*CYNOMYS LUDOVICIANUS*)



Figura 1: Perro de la pradera (*Cynomys ludovicianus* (deanimalia.com., 2008).

El perro de la pradera de cola negra (*Cynomys ludovicianus*) al igual que los demás *Cynomys*, es un roedor colonial que vive en madriguera y es la especie de perrito de la pradera con más amplia distribución y abundancia. Se diferencia del punto de vista anatómico por su cola al tener una coloración negra en la punta, sin embargo, el perro de las praderas mexicano, presenta el mismo color en la cola. El manto tiene color leonado, con pelos marrones oscuro, negro y blanco (Hoogland., 1995; Long., 2002).

Tienen un cuerpo sólido y voluminoso con piernas, cabeza, orejas y cola cortas. Esto es útil para el desplazamiento en túneles subterráneos. Sus extremidades anteriores tienen la fuerza suficiente para cavar la tierra y realizar sus complejos sistemas de túnel a la hora del escape o en creación de madrigueras (Hoogland, 1995; Long, 2002). Su color es bronceado o beige a marrón, aunque puede tener tintes rosáceos; es más claro el pelaje en las regiones laterales y el vientre. En verano su pelaje es

corto y largo, pero es áspero en invierno y primavera, aunque su cuerpo contiene más grasa a finales de verano y de otoño. Se conoce que puede presentarse albinismo o fases melanísticas, aunque es raro (Hoogland., 1995; Long., 2002).

Características generales de *Cynomys ludovicianus*

Características físicas: largo: 36-43 cm; altura: 7.2-11.7 cm; peso: 900 gr- 1,360 gr.

Formula dentaria: 22 dientes permanentes en total: incisivos 1/1; caninos 0/0; premolares 2/1; molares 3/3 (Long., 2002).

Hábitat: en praderas de pastura corta, con suelos no rocosos, en altitudes de 700-1700 metros (Cappelletti., 2016).

Distribución: el perro de las praderas de cola negra se encuentra actualmente en partes del sur del este de Nuevo México, el oeste y el centro de Texas, el oeste de Oklahoma, el este de Colorado y Kansas occidental y central. Aunque alguna vez fueron abundantes en esos cinco estados, actualmente habitan menos del 1% del área que ocupaban antes de inicios del siglo XX. También se puede encontrar al extremo sur de Canadá y el norte de México (Eads., 2015; Cappelletti., 2016).

Actividad: Se consideran diurnos, no hibernan pero pueden estar en una fase inactiva durante periodos de climas fríos o extremos de calor.

Reproducción: presentan la madurez sexual al segundo año de vida. Su periodo de apareamiento comienza en enero. El periodo de gestación dura de 34-37 días. Los nacimientos normalmente son en Marzo y Abril, sus camadas llegan a ser de 1-8 crías. Las crías terminan de depender de su madre a las 6 semana de edad (Long., 2002).

Dieta: todas las especies son herbívoras y en ciertas excepciones incluyen insectos como larvas de escarabajos y pequeños saltamontes. En verano comen mayormente pasto de trigo, hierba de búfalo y rábanos (Hoogland., 1995).

Dimorfismo sexual: tanto los machos como las hembras no presentan diferenciaciones exteriores significativas más que por su tamaño, peso y sobre todo, su aparato genital:

- Macho: posee testículos móviles localizados en el escroto durante el periodo de apareamiento y en estado de excitación. El resto del tiempo (periodo de 10-11 meses), los testículos están alojados dentro del abdomen. De cada uno de ellos sale un canal deferente por donde el esperma llega a la uretra. Su pene se encuentra fuera del cuerpo, además posee un hueso peneano (Long., 2002; Cappelletti., 2016).
- Hembra: está ligado al aparato urinario. Consta de dos ovarios situados detrás de cada uno de los riñones. Las trompas de Falopio unen los ovarios con el útero. El útero se divide en dos cuernos, y esta unido a la vagina donde desemboca a la vulva (Cappelletti., 2016).

2.2 TOMA DE MUESTRA SANGUÍNEA

En todos los animales en general la cantidad de sangre que puede extraerse de ellos de manera segura es el 10% del total de su sangre. El volumen sanguíneo puede ser restaurado alrededor de las 24 horas después de la toma de muestra en animales sanos, pero puede tomar 2 semanas para que todos los componentes de la sangre regresen a un rango normal (Thrall *et al.*, 2004; Jacobson., 2007).

La sangre recolectada de pequeños mamíferos se vierte por lo general en tubos con heparina de litio, porque la muestra sanguínea extraída es de un volumen pequeño y esta sangre heparinizada puede ser usada tanto en estudios hematológicos como en bioquímicos. Este procedimiento es difícil en estos mamíferos, ya que carecen de

vasos superficiales y los vasos más profundos pueden estar cubiertos por tejido graso (Thrall *et al.*, 2004).

Puede realizarse la extracción de sangre por la vena safena lateral aplicando un torniquete por encima de la rodilla. Se afeita el pelo sobre la cara lateral de la tibia para exponer la vena. La pierna se extiende y se usa aguja de 25G para canalizar la vena. La vena safena lateral es fácil que colapse por ser pequeña y es difícil colectar un gran volumen de sangre, además de tener en cuenta el estrés producido al animal durante la toma. Puede usarse la punción intracardiaca, pero solo está reservada para procedimientos terminales, ya que hay riesgo de muerte en el procedimiento (Thrall *et al.*, 2004; Jacobson., 2007).

2.3 MÉTODOS DE CONTENCIÓN

Muchas especies de roedores son excavadores, con garras afiladas e incisivos especializados en masticar y roer, por lo que se recomienda precaución en la contención de estos. A menudo luchan violentamente durante la contención y al ejercer una presión excesiva con las manos o redes, que pueden interferir con la respiración de estos. Los roedores no poseen mecanismos especializados de termorregulación, por lo que, la excitación y la actividad extrema durante los procedimientos de restricción los predispone a la hipertermia en la medida en que no pueden liberarse del exceso de calor (Fowler., 2008). Es muy recomendable el uso de anestesia antes de la extracción de sangre, como se hizo en un estudio utilizando isoflurano (Keckler., 2010).

Contención química: se recomienda el uso de tiletamina/zolazepam en dosis de 50-80 mg/kg vía intraperitoneal (IP) para roedores en general, e isoflurano a 5% para inducción y 2.5% para mantenimiento (Fowler., 2008).

Contención física: la mayoría de las especies de roedores pueden ser contenidas físicamente, pero las garras a menudo se pueden enredar en redes. Una malla fina

minimiza el enredo a la hora de capturar. Estos roedores pueden traumatizarse fácilmente si son golpeados por el aro de la red. Similar a otras especies, los roedores deben ser agarrados firmemente alrededor de la cabeza y el cuello a través de la red y al quitar la red. Los perros de la pradera pueden ser agarrados con las manos enguantadas o mediante el uso de jaulas especializadas para captura y contención. Estas jaulas usualmente son utilizadas por laboratorios que manejan a estos animales y están diseñadas para cada especie en particular (Fowler., 2008).

2.4 HEMOGRAMA

Para el análisis se hace uso de sangre periférica, esta tiene que ser vertida en tubos con anticoagulante EDTA o heparina de litio (Thrall *et al.*, 2004; Núñez., 2007)

El hemograma en los mamíferos puede variar con la edad, condición fisiológica, dieta y género. Además de los procedimientos que se realizan en laboratorios y el manejo en la toma de muestras no estandarizado crean diferencias entre el conjunto de datos registrados (Thrall *et al.*, 2004; Stahl, 2006; Jacobson., 2007).

2.4.1 ERITROCITOS:

Los eritrocitos en mamíferos son pequeños en comparación con los eritrocitos nucleados de otros vertebrados. Los eritrocitos de mamíferos son discos bicóncavos, excepto en los camélidos, en los cuales son de forma elíptica (Thrall *et al.*, 2004).

Las mayores diferencias entre especies de mamíferos se encuentran en el tamaño de los eritrocitos y el grado de palidez central. La palidez central es el área de coloración más clara en el centro de la célula, debida a una asociación de las membranas encontradas en esa zona. (Reagan *et al.*, 1998). Otras características morfológicas que pueden presentarse entre los eritrocitos de mamíferos sanos son

las pilas de moneda y la anisocitosis. La formación de pilas de moneda tiene que ver con las diferencias de cargas en la superficie del eritrocito, los cambios de carga pueden originar un aumento en la formación de pilas de moneda (Reagan *et al.*, 1998; Thrall *et al.*, 2004).

En los frotis sanguíneos de roedores es común observar eritrocitosis en jóvenes. Sin embargo, en hembras adultas la concentración eritrocitaria tiende a ser menor que en los machos adultos. Además, el hallazgo de cuerpos de Howell-Jolly se encuentran en un pequeño número de eritrocitos en rangos normales de ratones y ratas (Thrall *et al.*, 2004).

Es común encontrar eritrocitos microcíticos normocrómicos en frotis sanguíneos de perros de la pradera. También es normal encontrar trombocitosis marcada (Keckler., 2010).

La hemoglobina y el volumen del paquete celular (Hematócrito) permanecen relativamente constantes, pero el recuento total de eritrocitos y el tamaño celular promedio pueden variar (Thrall *et al.*, 2004).

2.4.2 LEUCOCITOS

2.4.2.1 GRANULOCITOS:

En mamíferos exóticos pueden variar en apariencia, pero pueden ser clasificados de igual manera en; neutrófilos o héterofilos, eosinófilos, y basófilos. Los héterofilos de los conejos y algunos roedores eran llamados previamente como pseudoeosinófilos, porque sus gránulos no se tiñen neutrales con colorante Romanowsky pero son distintivamente eosinofílicos (Reagan *et al.*, 1998; Rebar., 2003).

Neutrófilos segmentados: son granulocitos circulantes más comunes en la sangre periférica de todas las especies, a excepción de los rumiantes. Tienen diámetro de 10-12 micrómetros y un solo núcleo segmentado en varios lóbulos (3-5 lóbulos). La cromatina del núcleo es basofila y condensada entremezclada con áreas claras. El citoplasma se tiñe ligeramente eosinófilico o basófilo, según el tipo y la calidad de la tinción. Los neutrófilos de las distintas especies son similares (Reagan *et al.*, 1998; Rebar., 2003). Los neutrófilos en ratones no tienen un núcleo lobulado (Thrall *et al.*, 2004).

Los neutrófilos en mamíferos son fagocíticos (es su principal función) de microorganismos. Es capaz de identificar, ingerir, aniquilar y digerir a estos microorganismos invasores. Tiene dos clases de gránulos: gránulos específicos que contienen sustancias como proteínas cationicas y lactoferrina, involucradas en la aniquilación de bacterias; los lisosomas que contienen enzimas digestivas que actúan para disolver los agentes invasores al ser aniquilados (Rebar., 2003; Thrall *et al.*, 2004).

La concentración de neutrófilos aumentada en la sangre periférica (neutrofilia) indica excitación ó inflamación, especialmente asociada a la invasión de microorganismos (Thrall *et al.*, 2004).

Neutrófilos en banda: pueden aparecer o no en cantidades reducidas. Se parecen a los neutrófilos excepto en que los núcleos tienen forma de banda o herradura. Las membranas del núcleo son paralelas de manera que el núcleo tiene una anchura constante (Reagan *et al.*, 1998).

Eosinófilos: están presentes en cantidades reducidas o ausentes en animales sanos. Son normalmente similares en tamaño a los neutrófilos o ligeramente más grandes. Los núcleos son igual de segmentados, pero a menudo no están bien definidos. El citoplasma se tiñe azul pálido y tiene múltiples gránulos rojizos o rojizo-anaranjados. Esta cantidad y formas de los gránulos son muy diferentes en la mayoría de especies mamíferas (Reagan *et al.*, 1998). Además, estos gránulos en eosinófilos maduros son intensamente eosinofílicos por el contenido de proteína básica. Por último, la

forma de los gránulos varia en la ultra estructura, dependiendo de la especie. Los primates, cuyos y otros roedores los tienen en patrón trapezoidal (Campbell, *et al.*, 2004).

Basófilos: los basófilos de mamíferos tienen gránulos, estos son de una coloración basofílica bastante marcada en tinte de Romanowsky y están presentes en pequeños números (Reagan *et al.*, 1998; Thrall *et al.*, 2004).

2.4.2.2 AGRANULOCITOS

Linfocitos: en roedores los linfocitos oscilan en tamaño similar a los neutrófilos y los eritrocitos. El citoplasma de los linfocitos se tiñe azul claro y en ellos se encuentran ocasionalmente gránulos citoplasmáticos azurofílicos. Existe en estas especies una variación dependiente de la edad con el rango de linfocitos y neutrófilos, encontrándose una disminución en la concentración de linfocitos y un aumento en la de los neutrófilos a medida que avanza la edad del roedor (Thrall *et al.*, 2004).

Monocitos: participan también en la respuesta inflamatoria. Al momento de madurar a macrófagos dentro de los tejidos tienen la capacidad de fagocitar antígenos y es un papel importante para la respuesta inmunitaria, ya que presentan el antígeno fagocitado por ellos a los linfocitos T. Estas células también son responsables de la destrucción normal de eritrocitos, asociada al metabolismo reciclador de hierro y destrucción de eritrocitos patológicos (Thrall *et al.*, 2004).

2.4.3 PLAQUETAS

Son morfológicamente similares entre la mayoría de las especies. Son células pequeñas anucleadas, de forma discoidal, de los cuales se tiñen azul claro y pueden tener múltiples gránulos finos eosinofílicos o púrpuras en el citoplasma. Si las plaquetas se activan durante el proceso de toma de muestra pueden tener

protuberancias múltiples finas, además de que forman agregados (cúmulos) (Reagan *et al.*, 1998). En roedores la concentración de plaquetas tiende a ser alta comparado con mamíferos de mayor tamaño (Thrall *et al.*, 2004).

2.5 BIOQUÍMICA SANGUÍNEA

En general, la interpretación de bioquímica clínica en mamíferos exóticos es la misma descrita en los animales domesticados. Sin embargo, existen variables como las ya mencionadas en el hemograma que pueden afectar los resultados de los análisis en bioquímica. Las condiciones ambientales como el fotoperiodo, temperatura, son otras variables a tomar en cuenta a la hora de analizar e interpretar los resultados (Thrall *et al.*, 2004).

Rutinariamente los laboratorios clínicos utilizan suero o plasma para las determinaciones bioquímicas. Se recomienda el uso de heparina para la toma de sangre en pequeños mamíferos como roedores, porque la colecta de suero da comúnmente resultados con hemólisis y se puede obtener una mayor cantidad de muestra con el plasma para la bioquímica que con el suero. El anticoagulante preferido es la heparina de litio para este tipo de estudios (Thrall *et al.*, 2004; Núñez., 2007).

2.5.1 PROTEÍNAS PLASMÁTICAS:

Se clasifican en dos grupos principales: albúmina y globulinas (incluye fibrinógeno, complemento y anticuerpos) (Núñez., 2007).

La concentración de proteínas en el plasma está en función del equilibrio hormonal, nutricional, balance hídrico entre otros factores fisiológicos. Se deben considerar datos generales del paciente a la hora de interpretar las PP; especie, raza, edad,

sexo, así como la historia clínica. Además, esta misma concentración se obtiene a partir de sangre con anticoagulante, por lo que se obtienen valores superiores con respecto a las proteínas séricas, ya que estas participan en la formación del coágulo (Núñez., 2007).

Causas de hiperproteinemia

- Hemoconcentración: por deshidratación (vómito, diarrea, poliuria) ascitis, pirexia.
- Inflamación: por aumento de fibrinógeno en inflamación aguda; aumento en la síntesis de globulinas (hipergammaglobulinemia) en inflamación crónica.
- Neoplasia: plasmocitoma (mieloma múltiple) y linfosarcoma, cuando el valor de PP es igual o mayor a 100 g/L (Núñez., 2007).

Causas de hipoproteinemia:

- Disminución en la síntesis proteica: por insuficiencia hepática, alimentación con escasa cantidad de proteínas, síndrome de mala digestión (insuficiencia exocrina pancreática), síndrome de mala absorción (enteropatía con pérdida de proteínas) e insuficiencia cardíaca congestiva.
- Pérdida de proteínas: por glomerulonefropatía, a través del intestino (diarrea con pérdida de proteínas), quemaduras, hemorragia, secuestro de espacios terceros.
- Edad: neonatos tienen concentraciones de PP menores que los adultos.
- Sobre hidratación: hemodilución (Núñez., 2007).

2.5.1.1 ALBÚMINA

Representa dos tercios de las proteínas plasmáticas. Es sintetizada por el hepatocito y su vida media es de 20 días. El 80% de la presión oncótica del plasma se atribuye a la albumina, que es principal responsable de los movimientos acuosos entre el medio intravascular y el medio intersticial. Garantiza también el transporte de sustancias (bilirrubina, ácidos grasos, medicamentos como fenilbutazona, fenitoína, hormonas, etc.) en el plasma (Núñez., 2007).

La hiperalbuminemia se da por hemoconcentración y la hipoalbuminemia está relacionada a causas de hipoproteinemia (Núñez., 2007).

2.5.1.2 GLOBULINAS

Se obtiene restando las proteínas totales menos la concentración de albúmina.

Hiperglobulinemia: indica proceso inflamatorio crónico. Neoplasias como linfoma o plasmocitoma.

Hipoglobulinemia: neonatos (que no han tomado calostro). En adultos se atribuye a inmunodeficiencias (Núñez., 2007).

2.5.1.3 RELACIÓN A/G

Es el valor obtenido de dividir albumina entre globulinas. Su elevación se debe a la inmunodeficiencia congénita o inmunodeficiencia adquirida. Y su disminución al aumento de globulinas por causas mencionadas y disminución de albúmina (Núñez., 2007).

2.5.2 LIPOPROTEÍNAS

Son macromoléculas complejas cuya función es transportar lípidos de su lugar de absorción al lugar de catabolismo o almacén. Tienen una molécula lipídica, no polar, formada por esteres de triglicéridos y colesterol y una capa externa formada por varias apolipoproteínas (Núñez., 2007).

2.5.2.1 COLESTEROL

Es un lípido específico del tejido. Puede ser sintetizado o absorbido desde el intestino, si la dieta del animal contiene carne, aunque el mayor sintetizador de colesterol es el hígado, porque el colesterol no es soluble al agua, este es transportado por la sangre gracias a las proteínas (Thrall *et al.*, 2004). Los perros de las praderas tienen valores séricos del colesterol bajos en comparación al hombre (Keckler., 2010).

Hipercolesterolemia: por aumento de consumo de grasas en la dieta, a menudo lo presentan pacientes con enfermedades glomerulares con pérdida de proteínas, trastornos endocrinos (hiperadrenocorticismismo o hipotiroidismo), diabetes mellitus o enfermedad hepática (Núñez., 2007).

- Colestasis: aumento de triglicéridos y colesterol. Por la inhabilidad del hígado para remover y metabolizar el colesterol.
- Hiperadrenocorticismismo: el exceso de glucocorticoides estimula la lipólisis ocasionando hipercolesterolemia.
- Hipotiroidismo: por la inadecuada concentración de hormonas tiroideas la degradación de lípidos se ve limitada (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.3 PERFIL RENAL

Los parámetros de evaluación sanguínea en roedores involucrados son: nitrógeno de urea, creatinina y electrolitos, complementados con el uríálisis (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.3.1 NITRÓGENO DE UREA

Es el principal producto del catabolismo de las proteínas y es filtrada por los glomérulos. En el plasma, la urea se ve influenciada por la dieta, la función hepática, absorción gastrointestinal y la hidratación y no es un indicador óptimo, porque su especificidad para detección de enfermedad renal es limitada, ya que de 25% a 40% de urea se reabsorbe en los túbulos. El incremento de las concentraciones de urea y creatinina solo ocurre cuando más del 75% de la función renal está comprometida (enfermedad renal crónica). Estas concentraciones de urea en plasma o suero incrementan con la elevación de proteína en la dieta por una elevación del metabolismo de nitrógeno (Thrall *et al.*, 2004; Núñez., 2007).

Las causas más comunes de elevación de nitrógeno de urea en roedores son: la edad principalmente (gerontes; hiperfosfatemia, resultado de la disminución de filtración glomerular; e hipoproteinemias, resultado de enfermedad glomerular y pérdida de proteínas a través de la orina (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.3.2 CREATININA

Formada de la creatina muscular y de la fosfocreatina. No se ve afectada por la proteína de la dieta, el catabolismo proteico, edad, sexo o ejercicio. Se excreta en la orina después de filtrarse por los glomérulos y no se reabsorbe por los túbulos

renales. Y el aumento se presenta en enfermedad renal primaria- hiperazotemia renal, hiperazotemiaprerrenal y posrrenal (Núñez., 2007).

2.5.3.3 RELACIÓN UREA/CREATININA

Creatinina alta, urea alta

- Hiperazotemia: es el aumento de urea y creatinina en suero, la uremia incluye hiperazotemia, además de poliuria-polidipsia, oliguria, anemia, ulceración en mucosas de boca, etc.).

Urea alta, creatinina normal o baja

- Hiperazotemiaprerrenal temprana
- Dieta hiperprotéica
- Hemorragia gastrointestinal
- Uso de tetraciclinas o corticosteroides
- Pirexia, caquexia pronunciada

Creatinina alta, urea normal o baja

- Insuficiencia hepática
- Dieta hipoprotéica

La fosfatasa alcalina, gamma-glutamilttransferasa y N-acetilo-beta-D-glucosaminidasa tienen alta actividad en tejido de los riñones. La medición de estas enzimas puede especificar la bioquímica sanguínea para el estudio de enfermedad renal en roedores (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.4 ELECTROLITOS Y ÁCIDO-BASE

La interpretación en plasma o suero en roedores es la misma que la descrita en mamíferos domésticos (Thrall *et al.*, 2004)

2.5.4.1 SODIO

Es el principal catión en el líquido extracelular y un cofactor requerido para algunas reacciones metabólicas, sin embargo sirve principalmente como el conductor detrás de la mayoría del transporte de líquidos a través de las superficies epiteliales en el cuerpo. Su transporte puede proporcionar la fuerza electromotriz para movimientos de aniones acoplados o el gradiente osmótico para el movimiento del agua entre los compartimientos. Su irrupción cerrada a través de una membrana celular cambia a lo largo del cuerpo, dando como resultado impulsos neuronales, contracciones musculares, entre otros varios eventos celulares secretores. La regulación del balance de Na es predominantemente una función de los efectos de la renina-angiotensina-aldosterona en el transporte de Na a través de las superficies epiteliales de los riñones, el tracto GI y las glándulas sudoríparas (Thrall *et al.*, 2004).

Causas de hipernatremia: resultado de diabetes insípida neurogénica, que ocurre como un desorden hereditario. La diabetes insípida nefrogénica esta usualmente asociada con amiloidosis renal, que frecuentemente le ocurre a ciertos ratones y hámster sirios de edad avanzada. Las nefropatías crónicas pueden causar una anormal retención de sodio en ratas y a su vez resulta en miocarditis (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.4.2 POTASIO

Es el principal catión en el compartimiento del líquido intracelular y de todo el cuerpo en general. Además es el principal determinante del potencial de la membrana

celular en reposo, ya que se distribuye a través de las membranas celulares, entre los compartimientos de fluidos intra y extracelulares. El K determina la facilidad de la entrada de Na. También el potasio es importante para el ritmo cardiaco y su velocidad normal, el paso de Na a través del sistema renal, el metabolismo de ácido-base, etc. (Thrall *et al.*, 2004).

Causas de hipercalemia e hipocalemia:

Hipocalemia re distribucional: ciertas hormonas como insulina y catecolaminas pueden inducir la liberación de K en las células y absoluta depresión de potasio. (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.4.3 CLORO

Es el principal anión del fluido extracelular. Funciona predominantemente en procesos de transporte integrales al equilibrio de agua y catión además como un anión conjugado en el metabolismo de ácido-base. Debido a que su movimiento se combina con el transporte de otros iones, el Cl fundamental para la producción de líquido cefalorraquídeo, el circuito de absorción de electrolitos por las asas de Henle y la absorción y secreción por el Na (Thrall *et al.*, 2004).

Tanto la disminución como el aumento de las concentraciones de Cl en el suero o plasma sanguíneo pueden ocurrir por los mismos mecanismos que causan alteraciones de las concentraciones de sodio (Na) en la sangre (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.5 PERFIL HEPÁTICO

2.5.5.1 ENZIMAS

Son proteínas que se combinan con sustancias sobre la cual actúan (sustrato) para formar un complejo enzima-sustrato.

Las enzimas en plasma o suero comúnmente son usadas para detectar enfermedades hepáticas en roedores y estas incluyen: fosfatasa alcalina (FA), aspartato-amino-transferasa (AST), alanina-amino-transferasa (ALT), gamma-glutamilttransferasa (GGT), lactato deshidrogenasa (LDH) y sorbitol deshidrogenasa (SDH). Las concentraciones en el suero o plasma de estas enzimas incrementan con el incremento de producción, o incremento de liberación (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.5.1.1 alanina aminotransferasa (ALT)

Anteriormente se llamaba glutamico-pirúvico transaminasa. Se localiza en el citoplasma de los hepatocitos en la mayoría de las especies animales (Núñez., 2007).

Se encuentra normalmente en el hígado y su aumento indica un daño en los hepatocitos, que provocan la liberación de estas enzimas (Thrall *et al.*, 2004; Núñez., 2007).

Aumento de ALT

- Daño hepatocelular:
 - Leptospirosis.
 - Hepatotoxinas (aflatoxinas, toxinas bacterianas)
 - Neoplasias hepáticas (adenocarcinoma, linfosarcoma, etc.)
 - Metales (mercurio, plomo, cobre, selenio)
 - Pesticidas y herbicidas (cloratos, fluoracetatos, metaldehídos).
- Fármacos:

- Glucocorticoides
 - Anticonvulsivos
 - AINES (salicilatos, paracetamol, ibuprofeno)
 - Barbitúricos
 - Antibióticos (tetraciclinas, eritromicina, trimetoprim, sulfonamidas).
 - Anestésicos (cloroformo, halonato).
- Patologías:
- Colangiohepatitis.
 - Pancreatitis aguda (por toxinas).
 - Congestión pasiva de hígado
 - Lipidosis hepática (diabetes mellitus, hipotiroidismo)
 - Hipertiroidismo (Núñez, 2007).

2.5.5.1.2 FOSFATASA ALCALINA (FA)

Es una enzima ligada a la membrana con alta actividad osteoblástica. Se encuentra también en epitelio biliar y en células epiteliales del riñón e intestinos. Los roedores jóvenes tienen una alta actividad de FA en el plasma que los adultos por la actividad osteoblásticas. La rata macho se les encuentra también una alta actividad que en las hembras (Thrall *et al.*, 2004).

Incrementos significativos de la actividad de FA en suero o plasma en roedores ocurre por colestasis hepática (Thrall *et al.*, 2004).

Ciertas drogas incrementan la actividad de FA en ratas como el cortisol, el fenobarbital, y la teofilina. También por deficiencia de zinc y manganeso en cuyos (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.5.1.3 GAMMA-GLUTAMILTRANSFERASA (GGT)

Es considerada una enzima inductora. Su liberación no siempre está relacionada a un daño en tejido hepático, si no también puede haber liberación por parte del páncreas y los riñones (Núñez., 2007).

Se localiza en las células del epitelio de los conductos biliares (Núñez., 2007). Y su actividad incrementa significativamente en ratas y hámster por colestasis (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.5.1.4 ASPARTATO AMINOTRANSFERASA (AST)

Es una enzima mitocondrial de las células de muchos tejidos y citológica, con alta actividad en el hígado, corazón, musculo esquelético, y riñón y una baja actividad en los intestinos, cerebro, pulmones y testículos (Thrall *et al.*, 2004; Núñez., 2007). El incremento en plasma o suero de la actividad de AST normalmente está asociado con daño hepático, en musculo cardiaco o musculo esquelético (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.6 ALTERACIÓN DEL CALCIO, FÓSFORO Y MAGNESIO

Estos minerales son importantes para diversas funciones del organismo, como la estabilidad de las membranas celulares y la estructura normal de los huesos (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.6.1 CALCIO

El control del metabolismo del calcio y de la concentración extracelular de sus iones se realiza de manera primaria por los efectos de la parathorona (PTH), calcitonina y 1,25-dihidroxivitamina D3. La función de la PTH es la homeostasis del calcio y se

logra por: la acción directa sobre el hueso y el riñón y acción indirecta sobre el intestino (Thrall *et al.*, 2004).

Causas de hipocalcemia:

- Pancreatitis aguda.
- Intoxicación con etilenglicol
- Hipoparatiroidismo.
- Hiperparatiroidismo secundario renal
- Insuficiencia renal
- Hipoalbuminemia
- Alcalosis
- Desbalances en dieta

Causas de hipercalcemia:

- Hiperparatiroidismo primario
- Hipercalcemia de neoplasia (seudohipertiroidismo)
- Hipervitaminosis D
- Hiperproteinemia (Thrall *et al.*, 2004).

2.5.6.2 FÓSFORO

Se encuentra principalmente en los compartimientos de los líquidos intracelulares como un componente de hidroxapatita en el hueso, en unidades de fosforilo de alta energía de muchos intermedios metabólicos, y como parte integral de las fosfoproteínas y fosfolípidos estructurales. Su metabolismo está regulado a través de su interacción con el calcio y por las acciones de la parathormona (PTH), calcitonina y calcitriol (Thrall *et al.*, 2004).

El incremento de las concentraciones de fosforo en suero en el plasma o suero ocurre en roedores jóvenes en comparación con los adultos (Thrall *et al.*, 2004).

Causas de hipofosforemia:

- Deficiencia en dieta
- Hipovitaminosis D
- Hiperparatiroidismo primario
- Hipercalcemia por neoplasia

Causas de hiperfosforemia

- Hiperfosforemia en jóvenes
- Insuficiencia renal
- Hipervitaminosis D
- Hipoparatiroidismo
- Tratamiento con esteroides anabólicos, furosemida y minociclina
- Suero o plasma hemolizado (Núñez., 2007).

3.- MATERIALES Y MÉTODOS

Este trabajo se realizó en el Parque Zoológico Benito Juárez, en la ciudad de Morelia Michoacán, México con las coordenadas 19.6842246° latitud y -101.1975715, 17° longitud. El muestreo se realizó en 9 perros de la pradera de cola negra, que son el total de la colección del mismo zoológico.

Todos los animales utilizados para el estudio fueron adultos siendo 6 machos y 3 hembras, de los cuales no se contaba con chip de identificación y hoja de registro por cada animal, por lo que no hubo manera alguna de identificarlos más que por el sexo.

El muestreo se realizó en 2 sesiones; la primera fue el 28 de Octubre del 2017 en donde se obtuvo muestra de 6 ejemplares (4 machos y 2 hembras) de los 9 en total y la segunda fue el 29 de Noviembre del 2017 con 8 muestras obtenidas (5 machos y 3 hembras).

El primer paso fue la toma de datos de cada ejemplar; especie, sexo, fecha de toma de muestra y un nombre dado por el sexo con el número de orden en el que fue extraída la muestra del ejemplar.

Fueron extraídos los ejemplares por separado de su recinto mediante una red de captura. Una vez capturado se realizó la contención física, en la cual se necesitaron de dos personas que formaban parte del personal del zoológico como servicios sociales; uno hacia sujeción en la parte frontal del animal colocando sus dedos alrededor del cuello y sujetando la parte posterior de la mandíbula y el otro contuvo las extremidades posteriores. Una vez hecha la sujeción, se realizó la toma de muestra sanguínea por parte del médico encargado del área. Para ello se utilizaron jeringas de 3ml con aguja de 23G. Antes de la extracción de sangre, se impregnó la jeringa con anticoagulante de heparina de 1000 UI.

El sangrado del ejemplar se realizó puncionando en las venas safenas principalmente, pero en algunos estas venas se colapsaron, por lo que se decidió hacer uso las venas cefálicas.

Se tomo el 10% de sangre de cada animal (siendo la cantidad de sangre que se puede obtener) en la mayoría de ejemplares que se logro con éxito la toma de muestra. Aunque no fue posible la extracción de sangre en todos los ejemplares por cada sesión, ya que el procedimiento presentó una dificultad elevada, debido a que las venas de los perros de las praderas eran bastante profundas, la aguja de la jeringa era difícil de mantener dentro del vaso una vez perforado. También se omitió la toma de muestra completa, en los ejemplares cuyos vasos hubieran colapsado y cuyo tiempo para la extracción se prolongó.

Una vez contenida la sangre en la jeringa, se realizó una homogenización de manera lenta para mezclar la sangre con el anticoagulante de heparina. Una vez hecho esto, se vertió sobre un tubo de polipropileno (Ependorf) por cada muestra. Estos tubos se empaquetaron en una lonchera térmica de 10 x 25 x 15 cm para ser trasladados a un laboratorio privado de la Ciudad de Morelia (CEPACVET Morelia) el mismo día para su análisis. Los estudios realizados fueron hemograma y bioquímica sanguínea completa por cada muestra.

El hemograma se obtuvo por el método manual:

- Frotis sanguíneo: teñido con colorante de Wright y visto a 100X, se realizó: un conteo celular diferencial y conteo de plaquetas, además de observación general de la morfología.
- Conteo de eritrocitos: Este se realizó diluyendo la sangre con una solución de Hayem, a una relación 1:200, utilizando una pipeta de Thoma. Después de mezclar, se desecharon 3 gotas y la cuarta se colocó sobre la cámara de Neubauer. Se observó en el microscopio a 40X y se realizó el conteo, como marca la literatura (Núñez, 2003)
- Conteo de leucocitos: de manera similar a la de los eritrocitos. Se utilizó el diluyente de Turk, a una relación de 1:20. Se observó a 10X en el microscopio

y se contaron las 4 cuadrículas de las esquinas, como menciona la técnica manual (Núñez, 2003).

- Hematócrito: se lleno el capilar con sangre (75 microlitros) para después sellar el capilar con fuego y centrifugarlo a 5 min. por 11,000 rpm. Se midió después el paquete celular con una tabla para hematócrito. Una vez medido, se partió el capilar sobre el paquete de células blancas para solo obtener el plasma. El cual fue vertido en un refractómetro para medir las proteínas totales, esto con base a lo establecido en la literatura (Thrall *et al.*, 2004).

Para realizar la bioquímica sanguínea, las muestras fueron centrifugadas a 2500 r.p.m. durante 5 minutos para separar el plasma del paquete celular. Posteriormente se extrajo el plasma con ayuda de micro-pipetas y fue vertido en copas para ser analizadas en un espectrofotómetro automatizado (Spin110). Una vez colocadas las copas en el espectrofotómetro, se determinarían los analitos de química sanguínea: Glucosa, urea, creatinina, ALT, AST, FA, proteínas totales, colesterol, albumina, bilirrubina total, bilirrubina directa, bicarbonato, potasio, cloro, calcio y fósforo por medio de los reactivos para cada analito.

Los resultados del hemograma y la bioquímica sanguínea fueron capturados en tablas de Excel. Se calcularon la media, desviación estándar y valores mínimos y máximos. Además, se usaron los intervalos referenciales de ISIS (Sistema Internacional de Información en Especies) de la especie *Cynomys ludovicianus* con actualización hasta el 2013.

4. - RESULTADOS

En el muestreo realizado el 28/10/17 se obtuvieron resultados del hemograma en 6 ejemplares (4 machos y 2 hembras) de los 9 en total. Se tomó en consideración la fecha en que fueron muestreados, sexo y los resultados de cada análisis, como se observa en la Grafica 1

HEMOGRAMA		<i>Cynomys ludovicianus</i>					
Nombre ID		MACHO 1	MACHO 2	HEMBRA 3	HEMBRA 4	MACHO 5	MACHO 6
Fecha de muestreo		28/10/2017					
ANALITO	UNIDADES						
hematocrito	L/L	0.50	0.46	0.47	0.46	0.39	0.39
hemoglobina	g/L	144	144	145	141	119	119
CGMH	g/L	288	313	309	307	305	305
Plaquetas	10 ⁹ /L	cúmulos	cúmulos	cúmulos	230	428	cúmulos
Proteínas totales	g/L	74	70	70	67	66	82
Leucocitos	10 ⁹ /L	8.3	6.5	6.2	8.6	4.6	5.6
DIFERENCIAL							
Neutrófilos segmentados	10 ⁹ /L	3.2	0.7	3.7	2	1	1.8
Neutrófilos banda	10 ⁹ /L	0	0	0	0.8	0	0.05
Linfocitos	10 ⁹ /L	4	5	1.6	5.2	2.7	3
Monocitos	10 ⁹ /L	0.8	0.8	0.4	0.9	0.6	0.4
Eosinófilos	10 ⁹ /L	0.3	0.1	0.5	0.3	0.3	0.3
Basófilos	10 ⁹ /L	0	0	0	-	0	0

Tabla 1: Hemograma de perros de la pradera muestreados el 28/10/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=6).

Como se puede observar en la Grafica 1, para la evaluación de plaquetas, en 4 animales se reportaron cúmulos. En cuanto a la Bioquímica sanguínea (Grafica 2), podemos observar que en el Macho 1 se obtuvo la suficiente muestra para realizar un mayor número de análisis como los triglicéridos, bilirrubina directa, gamma glutamil-transferasa, creatinina kinasa y potasio).

BIOQUÍMICA SANGUÍNEA		<i>Cynomys ludovicianus</i>					
Nombre ID		MACHO 1	MACHO 2	HEMBRA 3	HEMBRA 4	MACHO 5	MACHO 6
Fecha de muestreo		28/10/2017					
ANALITO	UNIDADES						
Glucosa	mmol/L	13.1	7.0	7.5	9.7	7.1	7.9
Colesterol	mmol/L	3.5	3.4	2.5	2.7	4.5	3.0
Trigliceridos	mmol/L	1.7	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Urea	mmol/L	15.8	13.4	5.6	14.7	13.3	14.8
Creatinina (Cr)	μmol/L	93	89	93	80	67	91
Relación Urea/Cr	Calculado	42.1	37.3	14.9	45.5	49.2	40.3
ALT	U/L	109	48	35	138	64	107
AST	U/L	69	77	59	54	29	60
FA	U/L	171	110	286	124	151	189
GGT	U/L	1	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Bilirrubina total	μmol/L	16.4	10.7	14.8	10.3	15.5	11.6
Bilirrubina directa (BD)	μmol/L	3.5	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Bilirrubina indirecta (BI)	μmol/L	12.9	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Relación BD/BI	Calculado	0.3	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Creatina cinasa (CK)	U/L	844	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Proteínas totales	g/L	86.2	84.1	86.4	81.2	80.4	95.5
Albumina (A)	g/L	33.7	34.3	36	30.1	30.1	37.1
Globulinas (G)	g/L	52.5	49.8	50.4	51.1	50.3	58.4
Relación A/G	Calculado	0.64	0.69	0.71	0.59	0.60	0.64
Calcio (Ca)	mmol/L	2.5	2.3	2.4	2.3	2.2	2.5
Fósforo (P)	mmol/L	2.0	1.7	1.5	1.8	1.5	2.4
Relación Ca/P	Calculado	1.3	1.4	1.6	1.3	1.5	1.0
Potasio	mmol/L	4.3	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Cloro	mmol/L	102	105	105	105	109	103
Bicarbonato	mmol/L	7	4	8	8	8	7

Tabla 2: Bioquímica sanguínea en perros de la pradera muestreados el 28/10/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=6).

Teniendo los resultados de los análisis tanto de hemograma (Grafica 3) y bioquímica sanguínea (Grafica 4) en Excel, se realizó el análisis estadístico, determinando media, desviación, estándar, máximos y mínimos de cada análisis, además de una columna comparativa con los intervalos de referencia registrados en ISIS.ORG (2013). Los Metabolitos que no pudieron analizarse se les presenta con las siglas NSD.

Analito	Unidades	Media	Desv. est.	Max	Min	N	Intervalos ISIS.ORG
Hematocrito	L/L	0.45	0.05	0.50	0.39	6	0.26 - 0.57
Hemoglobina	g/L	135	12.7	145	119	6	94-171
CGMH	g/L	304	8.56	313	288	6	292 - 411
Proteínas totales	g/L	59	25	74	8.2	6	41-80
Leucocitos	10 ⁹ /L	6.6	1.6	8.6	4.6	6	1.9 - 10.9
Neutrófilos segmentados	10 ⁹ /L	2.1	1.2	3.7	0.7	6	0.8 - 8.2
Neutrófilos banda	10 ⁹ /L	0.1	0.3	0.8	0	6	0 - 0.1
Linfocitos	10 ⁹ /L	3.6	1.4	5.2	1.6	6	0.2 - 3.7
Monocitos	10 ⁹ /L	0.7	0.2	0.9	0.4	6	0 - 0,5
Eosinófilos	10 ⁹ /L	0.3	0.1	0.5	0.1	6	0 - 0,5

Tabla 3: Promedios de los resultados en el hemograma de los perros de la pradera de muestra sanguínea obtenida el 28/10/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=6) y su comparación con los intervalos de ISIS. ORG.

BIOQUÍMICA 28/10/17							
Analito	Unidades	Media	Desv. est.	Max	Min	N	Intervalos ISIS.ORG
Glucosa	mmol/L	8.7	2.4	13.1	7.0	6	3.24 - 14,14
Colesterol	mmol/L	3.3	0.7	4.5	2.5	6	2.15- 5.85
Urea	mmol/L	12.9	3.7	15.8	5.6	6	6.3 - 16.1
Creatinina (Cr)	μmol/L	85.5	10.3	93.0	67	6	22-111
Relación Urea/Cr	Calculado	38.2	12.1	49.2	15	6	17.6-88.3
ALT	U/L	83.5	40.4	138	35	6	9-117
AST	U/L	58	16.4	77	29	6	8,0 - 77,0
FA	U/L	172	63	286	110	6	22-226
Bilirrubina total	μmol/L	13.2	2.7	16	10.3	6	0.2-9.1
Bilirrubina indirecta	μmol/L	13	2.2	15.5	10.3	5	0.0-3.7
Proteínas totales	g/L	85.6	5.4	95.5	80.4	6	41-80
Albúmina (A)	g/L	33.6	2.9	37.1	30	6	19-43
Globulinas (G)	g/L	52.1	3.2	58.4	50	6	21-49
Relación A/G	Calculado	0.6	0	0.7	0.6	6	0,9 - 2,1
Calcio (Ca)	mmol/L	2.4	0.1	2.5	2.2	6	1.79-2.70
Fósforo (P)	mmol/L	1.8	0.3	2.4	1.5	6	0.79-3.05
Relación Ca/P	Calculado	1.3	0.2	1.6	1	6	0.9-3.2
Cloro	mmol/L	105	2.4	109	102	6	91-110
Bicarbonato	mmol/L	7.1	1.5	8.2	4.2	6	NSD

Tabla 4: Promedios generales de la bioquímica sanguínea de los perros de la pradera muestreados el día 28/10/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=6) y su comparación con los intervalos de ISIS. ORG.

TOMA DE MUESTRA 29/11/17

En esta fecha la toma de muestra sanguínea se realizó solo en 8 ejemplares (3 hembras y 5 machos) de los 9 en total.

HEMOGRAMA		<i>Cynomys ludovicianus</i>						
Nombre ID		HEMBRA 2	MACHO 3	MACHO 4	MACHO 5	MACHO 6	MACHO 7	HEMBRA 8
Fecha de muestreo		29/11/2017						
ANALITO	UNIDADES							
hematocrito	L/L	0.49	0.53	0.47	0.47	0.39	0.42	0.32
Eritrocitos	$10^{12}/L$	4.3	4.9	NSD	3.1	4.2	4.5	NSD
VGM	f/L	114	108	NSD	152	93	93.3	NSD
CGMH	g/L	-	-	NSD	NSD	-	-	NSD
Plaquetas	$10^9/L$	348	cumulos	cumulos	cumulos	cumulos	cumulos	cumulos
Proteínas totales	g/L	76	80	76	72	82	73	53
Leucocitos	$10^9/L$	4.8	5.8	NSD	6.9	5.6	3.7	NSD
DIFERENCIAL								
Neutrófilos segmentados	$10^9/L$	1.7	4.6	NSD	1.7	1.8	2.7	NSD
Neutrófilos banda	$10^9/L$	0.05	0	NSD	0.07	0.05	0.07	NSD
Linfocitos	$10^9/L$	2.6	0.9	NSD	4.7	3	0.5	NSD
Monocitos	$10^9/L$	0.3	0	NSD	0.4	0.4	0.2	NSD
Eosinófilos	$10^9/L$	0.1	0.2	NSD	0	0.3	0.3	NSD
Basófilos	$10^9/L$	0	0	0	0	0	0	0

Tabla 5: Hemograma de los perros de la pradera muestreados el día 29/11/17 en el Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=7).

En la Hembra 1 no pudo realizarse el hemograma por la imposibilidad de extracción de sangre suficiente, por lo que se optó por utilizar la muestra solo en la bioquímica sanguínea. Igualmente sucedió con el Macho 4 y la Hembra 8 en la Grafica 5. En estos casos se usó la limitada cantidad de muestra en los que se realizó hematócrito y análisis de proteínas únicamente.

En todas las muestras se omitió analizar la hemoglobina para ser mayormente aprovechada en el estudio de bioquímica sanguínea.

BIOQUÍMICA SANGUÍNEA		<i>Cynomys ludovicianus</i>						
Nombre ID		HEMBRA 1	MACHO 3	MACHO 4	MACHO 5	MACHO 6	MACHO 7	HEMBRA 8
Fecha de muestreo		29/11/2017						
ANALITO	UNIDADES							
Glucosa	mmol/L	6.0	9.2	11	7.1	7.9	6	5.9
Colesterol	mmol/L	3.1	4.0	3.8	4.5	3.0	4.3	2
Urea	mmol/L	11.3	10.2	NSD	13.3	14.8	10.8	NSD
Creatinina (Cr)	μmol/L	76	100	10	67	91	67	54
Relación Urea/Cr	Calculado	36.8	25.3	NSD	49.2	40.3	39.9	NSD
ALT	U/L	183	35	103	64	107	145	NSD
AST	U/L	81	91	113	29	60	231	137
FA	U/L	222	98	267	151	189	511	24
Bilirrubina total	μmol/L	20	17	32.7	15.5	11.6	20.6	23.1
Bilirrubina directa (BD)	μmol/L	3.5	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Bilirrubina indirecta (BI)	μmol/L	16.5	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Relación BD/BI	Calculado	0.2	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD	NSD
Proteínas totales	g/L	NSD	NSD	NSD	80.4	95.5	NSD	NSD
Albumina (A)	g/L	36.1	37.5	36.6	30.1	37.1	34.8	24.7
Globulinas (G)	g/L	NSD	NSD	NSD	50.3	58.4	NSD	NSD
Relación A/G	Calculado	NSD	NSD	NSD	0.60	0.64	NSD	NSD
Calcio (Ca)	mmol/L	2.6	2.4	2.3	2.2	2.5	2.3	NSD
Fósforo (P)	mmol/L	1.9	2.5	2.4	1.5	2.4	2.1	2.3
Relación Ca/P	Calculado	1.4	1.0	1.0	1.5	1.0	1.1	NSD
Cloro	mmol/L	114	116	124	109	103	114	133
Bicarbonato	mmol/L	20	6	9	8	7	7.8	NSD

Tabla 6: Bioquímica sanguínea de los perros de la pradera muestreados el 29/11/17 en el Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=7).

Con lo explicado anteriormente, en los resultados de la bioquímica sanguínea (Grafica 6) se omitieron algunos análisis (proteínas, potasio, triglicéridos, CK, GGT, bilirrubina directa e indirecta). En la muestra de la Hembra 2 se optó realizar el hemograma, ya que no se obtuvo suficiente muestra para analizar una mayor parte de los análisis en la bioquímica sanguínea.

HEMOGRAMA 29/11/17							
Analito	Unidades	Media	Desv. est.	Max	Min	N	Intervalos ISIS.ORG
Hematocrito	L/L	0.44	0.07	0.53	0.32	7	0.26 - 0.57
Eritrocitos	g/L	4.20	0.67	5.9	4.2	5	4.9 - 9.5
VGM	g/L	112.0	24	152	93	5	43 - 69
Proteínas totales	g/L	73.1	9.6	82	53	7	41-80
Leucocitos	10 ⁹ /L	5.4	1.19	6.9	3.7	5	1.9 - 10.9
Neutrófilos segmentados	NS	2.5	1.25	4.6	1.7	5	0.8 - 8.2
Neutrófilos banda	10 ⁹ /L	0.0	0.03	0.07	0	5	0 - 0.1
Linfocitos	10 ⁹ /L	2.3	1.70	4.7	0.5	5	0.2 - 3.7
Monocitos	10 ⁹ /L	0.3	0.17	0.4	0	5	0 - 0,5
Eosinófilos	10 ⁹ /L	0.2	0.13	0.3	0	5	0 - 0,5

Tabla 7: Promedios generales del hemograma de los perros de la pradera muestreados el día 29/11/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=7).

BIOQUÍMICA 29/11/17							
Analito	Unidades	Media	Desv. est.	Max	Min	N	Intervalos ISIS.ORG
Glucosa	mmol/L	7.6	1.9	11	5.9	7	3.24 - 14,14
Colesterol	mmol/L	3.5	0.9	4.5	2.0	7	2.15- 5.85
Urea	mmol/L	12.1	1.9	14.8	10	5	6.3 - 16.1
Creatinina (Cr)	μmol/L	66.4	29.3	100	10	7	22-111
Relación Urea/Cr	Calculado	38.3	8.6	49.2	25	5	17.6-88.3
ALT	U/L	106.2	53.4	183	35	6	9-117
AST	U/L	106	65.2	231	29	6	8,0 - 77,0
FA	U/L	208.9	155	511	24	7	22-226
Bilirrubina total	μmol/L	20.1	7	33	12	7	0.2-9.1
Albúmina (A)	g/L	33.8	4.7	38	24.7	7	19-43
Calcio (Ca)	mmol/L	2.4	0.1	3	2.2	6	1.79-2.70
Fósforo (P)	mmol/L	2.2	0.4	3	1.5	7	0.79-3.05
Relación Ca/P	Calculado	1.1	0.2	1	1	6	0.9-3.2
Cloro	mmol/L	116	55.8	133	103	7	91-110
Bicarbonato	mmol/L	10	5.4	20	5.5	6	NSD

Tabla 8: Promedios generales de la bioquímica sanguínea de los perros de la pradera muestreados el día 29/11/17 del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=7).

VALORES GENERALES

Se realizó un promedio general en los resultados obtenidos en las dos tomas de muestra del hemograma (Grafica 9) y bioquímica sanguínea (Grafica 10).

HEMOGRAMA				<i>Cynomys ludovicianus</i>				
Analito	Unidades	Media	Desviación estandar	Max	Min	N	Tamaño de la muestra	Intervalos ISIS.ORG
Hematocrito	L/L	0.44	0.06	0.53	0.32	9	13	0.26 - 0.57
Hemoglobina	g/L	135	12.7	145	119	6	6	94-171
CGMH	g/L	304	8.6	313	288	6	6	292 - 411
Proteínas totales	g/L	72	8	82	53	9	13	41-80
Leucocitos	10 ⁹ /L	6.1	1.5	9	3.7	9	11	1.9 - 10.9
Neutrófilos segmentados	10 ⁹ /L	2.3	1.2	4.6	0.7	9	11	0.8 - 8.2
Neutrófilos banda	10 ⁹ /L	0.1	0.2	0.8	0.0	9	11	0 - 0.1
Linfocitos	10 ⁹ /L	3.0	1.6	5.2	0.5	9	11	0.2 - 3.7
Monocitos	10 ⁹ /L	0.5	0.3	0.9	0.0	9	11	0 - 0,5
Eosinófilos	10 ⁹ /L	0.2	0.1	0.5	0.0	9	11	0 - 0,5

Tabla 9: Promedios generales del hemograma de los perros de la pradera del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=9).

BIOQUÍMICA SANGUÍNEA *Cynomys ludovicianus*

Analito	Unidades	Media	Desviación estandar	Max	Min	N	Tamaño de la muestra	Intervalos ISIS.ORG
Glucosa	mmol/L	8.1	2.1	13.1	5.9	9	13	3.24 - 14,14
Colesterol	mmol/L	3.4	0.8	4.5	2.0	9	13	2.15- 5.85
Urea	mmol/L	12.5	2.9	15.8	5.6	9	11	6.3 - 16.1
Creatinina (Cr)	μmol/L	75.2	23.9	100	10.0	9	13	22-111
Relación Urea/Cr	Calculado	38.2	10.2	49	14.9	9	11	17.6-88.3
ALT	U/L	94.8	46.7	183	35	9	12	9-117
AST	U/L	83.8	53.5	231	29	9	13	8,0 - 77,0
FA	U/L	192	119	511	24	9	13	22-226
Bilirrubina total	μmol/L	16.9	6.2	33	10.3	9	13	0.2-9.1
Bilirrubina indirecta	μmol/L	13	6.7	16.4	12.9	5	5	0.0-3.7
Proteínas totales	g/L	86.2	6.2	95.5	80.4	8	8	41-80
Albúmina (A)	g/L	33.7	3.9	37.5	24.7	9	13	19-43
Globulinas (G)	g/L	52.7	3.6	58.4	49.8	8	8	21-49
Relación A/G	Calculado	0.6	0.0	0.7	0.6	8	8	0,9 - 2,1
Calcio (Ca)	mmol/L	2.4	0.1	2.6	2.2	9	11	1.79-2.70
Fósforo (P)	mmol/L	2.0	0.4	2.5	1.5	9	13	0.79-3.05
Relación Ca/P	Calculado	1.2	0.2	1.6	1.0	9	11	0.9-3.2
Cloro	mmol/L	111	9.2	133	102	9	13	91-110
Bicarbonato	mmol/L	8	4.0	20	4	9	12	NSD

Tabla 10: Promedios generales de la bioquímica sanguínea de los perros de la pradera del Zoológico Benito Juárez, de la Ciudad de Morelia, Michoacán (n=9).

En ambos se añadió la columna de las veces que fue analizado el metabolito (tamaño de muestra).

HALLAZGOS MORFOLÓGICOS EN EL FROTIS SANGUÍNEO

En todos los hemogramas se realizó el diferencial celular en frotis sanguíneos. Encontrándose similitudes morfológicas celulares a otras especies mamíferas.

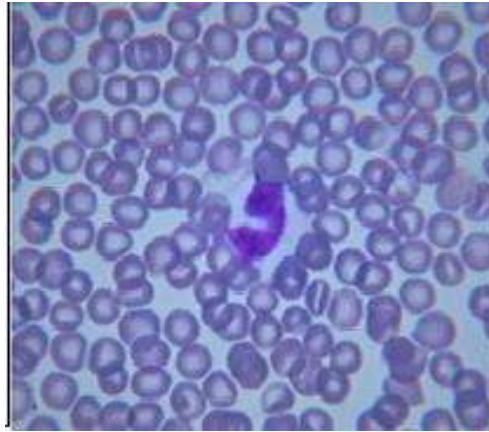


Figura 2: Monocito de perro de la pradera en coloración Wright visto a 100x. Se aprecia el núcleo arriñonado.

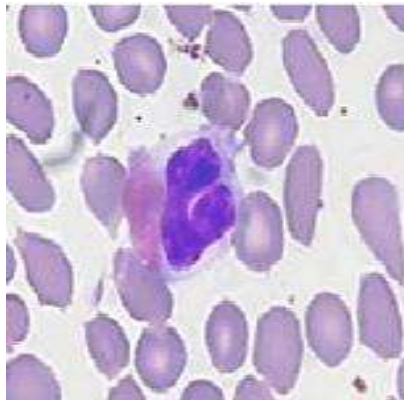


Figura 3: Eosinófilo de perro de la pradera con tinción Wright visto a 100x. Nótese el citoplasma basófilo y granulos de coloración eosinófila agrupados unipolarmente.

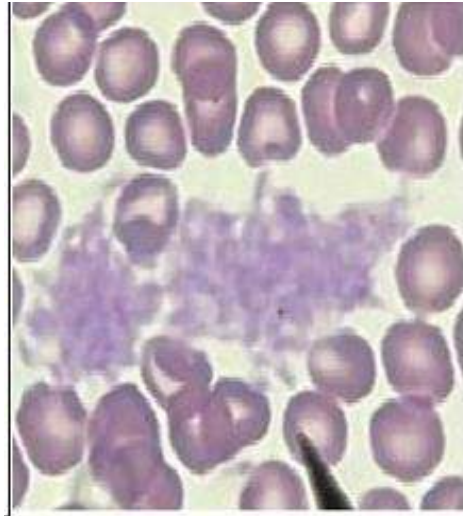


Figura 4: Plaquetas de perro de las praderas con tinción Wright visto a 100x. En la mayoría de los frotis se encontraron cúmulos de plaquetas. Nótese su forma fusiforme.

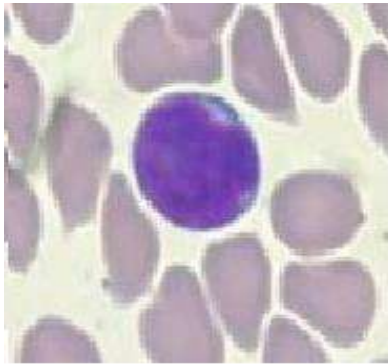


Figura 5: Linfocito de perro de la pradera en coloración Wright visto a 100x. Se aprecia escaso citoplasma basófilo alrededor del núcleo.

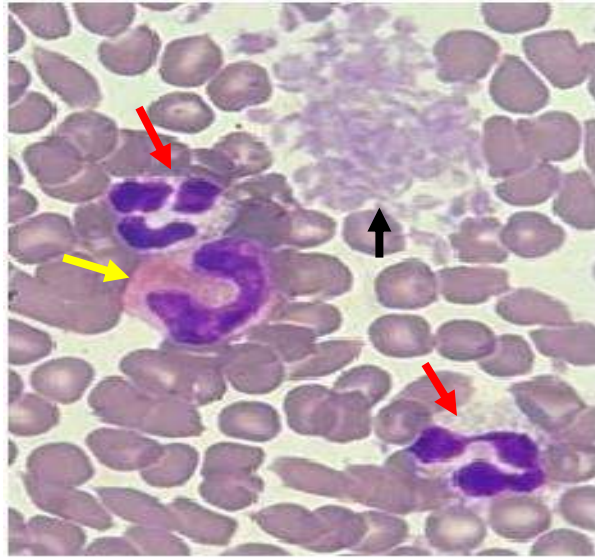


Figura 6: Leucocitos y plaquetas de perro de las praderas con tinción Wright visto a 100x. Se aprecia un eosinófilo en banda (flecha amarilla), cúmulos plaquetarios (flecha negra), y dos neutrófilos (flechas rojas).

5.-DISCUSIÓN

Método de sujeción: En la sujeción de los perritos de la pradera se utilizó el método manual, con el cual fueron capturados con una red cada animal, para posteriormente restringir su movimiento con el uso de las manos del operador, sujetando a dos dedos los laterales del cuello. Este es un tipo de sujeción sin fármacos aprobado, sin embargo, se debe considerar el tipo de red que se use (más fina la malla de la red), ya que en redes grandes pueden enrollarse sus extremidades además de causar lesiones con el anillo de la red si no se captura con precaución. Si se realiza sujeción con manos sobre el cuello y las extremidades posteriores se recomienda el uso de guantes protectores (Fowler., 2008). Este tipo de sujeción manual generó estrés a estas especies, esto contribuyó a la dificultad en la toma de muestra y tiempo prolongado en ella.

Toma de muestra sanguínea: la extracción de sangre en los perritos de la pradera y en cualquier mamífero pequeño resulta una tarea difícil de ejecutar. Ya que tales animales carecen de vasos superficiales y los vasos profundos pueden estar cubiertos por grasa (Thrall *et al.*, 2004). El tipo de aguja que se utilizó fue de calibre 23G. En roedores se utilizan para la extracción de calibre 22G a 25G (Campbell Thrall *et al.*, 2004). Además, generalmente en los roedores y otros animales pequeños se recomienda el uso de anticoagulante con heparina por sobre los convencionales anticoagulantes EDTA, ya que la sangre con heparina puede utilizarse tanto en hemograma como en bioquímica sanguínea, por ende se requiere menor cantidad de sangre (Thrall *et al.*, 2004). En el muestreo se utilizó principalmente heparina sódica a 1000 UI, ya que la heparina de litio no se pudo conseguir en México.

Hemograma: al comparar los resultados de los análisis en los hemogramas con las referencias ya establecidas por ISIS.ORG (2013), se pudo observar que la mayoría de los análisis hechos en este estudio son similares en rangos a los ya establecidos.

Sin embargo, se puede destacar una linfocitosis marcada en la mayoría de los hemogramas hechos. La linfocitosis está incluso por encima de la cantidad de neutrófilos segmentados (estos deberían ser los leucocitos más abundantes en la sangre periférica de esta especie según ISIS). En roedores (específicamente en perros de la pradera) no existe información significativa que respalde la causa de esta linfocitosis marcada, pero, puede deberse al forcejeo producido durante la toma de muestra. En otras especies (como el gato) el estado de excitación (forcejeo) puede provocar una linfocitosis (Núñez., 2003; Rebar, *et al.*, 2008). Pocos perros de la pradera, presentaron neutrofilia en el hemograma, esto puede deberse también a lo ya mencionado a la linfocitosis (Rebar, *et al.*, 2008).

Bioquímica sanguínea: en el promedio general de las muestras se encontró una elevación en los analitos ALT, FA, bilirrubina y globulinas. En la mayoría de roedores (sobre todo en ratas y ratones) el incremento de la actividad de ALT en suero o plasma se asocia a daño hepatocelular. Sin embargo, en cobayas, la enzima ALT no tiene valor diagnóstico para enfermedad hepática, ya que, no es una enzima específica del hígado en esta especie (Thrall *et al.*, 2004).

Se sabe también que en pequeños mamíferos, tanto los niveles de ALT como FA en suero o plasma pueden aumentar hasta cuatro veces de lo normal sin estar asociados a un daño hepático, ya que, puede estar asociado solo a cambios grasos, o por inducción de esteroides endógenos o exógenos (solo en la elevación de FA) (Whitbread., 2018). Esto se puede asociar al estrés producido al momento de la contención y toma de muestra.

El incremento en la bilirrubina total puede estar asociado al incremento de la producción de hemoglobina causada por la destrucción en eritrocitos resultado de una hemólisis extra o intravascular (Thrall *et al.*, 2004). El tiempo para la toma de muestra sanguínea y el análisis fue prolongado, por lo que se ocasiono una hemólisis ligera en estas mismas muestras.

Morfología citológica en frotis: se observó en los frotis de los perros de las praderas que sus líneas celulares son muy similares a los de la mayoría de

mamíferos: los neutrófilos maduros presentan su núcleo dividido en varias secciones (3-5), el citoplasma es de color azul pálido y gránulos visibles teñidos en rosado. Son descripciones parecidas a muchas especies de mamíferos, aunque no siempre los gránulos se logran teñir (Reagan, *et al.*, 1998); mientras, los eosinófilos presentan en su núcleo 2 divisiones o no la presentan (en banda), el citoplasma se tiñe más eosinófilo que el del neutrófilo. Los gránulos son grandes en comparación con los del neutrófilo, además se encuentran agrupados y se tiñen de naranja. Además presenta la célula vacuolas tanto en el citoplasma como en el núcleo. Los eosinófilos en otras especies presentan un citoplasma con tinción azul pálida, múltiples gránulos rojizos o anaranjados y en el perro presenta pequeñas vacuolas (Reagan, *et al.*, 1998).

Los linfocitos y monocitos no presentan diferencias significativas en comparación a los vistos en las demás especies. El citoplasma en el linfocito es escaso y con tinción azul, el núcleo uniforme y ligeramente dentado de los bordes. Los monocitos con núcleo bilobulado o en forma de riñón y en coloración morado claro y el citoplasma abundantes vacuolas en toda la extensión con tinción gris-azulada (Reagan, *et al.*, 1998; Rebar, *et al.*, 2008).

Una diferencia muy notable se dio con las plaquetas de los perros de la pradera en todos los frotis. En estos se presentaron formas fusiformes, en las que el citoplasma se extiende pareciendo un flagelo. En la mayoría de las especies se presentan formas discoidales y cuando se presenta la adhesión plaquetaria tienen forma esférica (Reagan, *et al.*, 1998). Esta forma de las plaquetas presentada en los frotis de los perritos de las praderas podría ser algo único de la especie o un defecto *in vitro* por activación de las mismas, no se ha encontrado referencia suficiente que apruebe o descarte esto. También se observó en la mayor parte de las muestras agregación plaquetaria *in vitro* al analizar los frotis. Esto puede ser causa de varios factores; formación de microcoágulos en la jeringa y en el tubo colector, por agitación inadecuada del tubo colector y por el anticoagulante (comúnmente el EDTA) (Carrillo, *et al.*, 2009). La heparina que se utilizó puede ocasionar agregación plaquetaria, aunque existen pocos reportes que lo confirmen (Bah, *et al.*, 2005).

6.- CONCLUSIÓN

El estudio permitió conocer los valores hematológicos de los perritos de la pradera alojados en el Zoológico Benito Juárez de Morelia Michoacán. Al tener estudios hematológicos propios, se permite conocer los parámetros en los que se encuentra los animales de la propia colección, ya que diversos factores como el estrés, sexo, edad, clima, latitud, estado nutricional pueden variar los valores de cada analíto en comparación con los valores establecidos. Además puede ser de utilidad la descripción de la cual se realizó la toma de muestra, análisis y los parámetros propios para futuras investigaciones en esta misma especie.

7.- BIBLIOGRAFIA

- 1) Aguilar, *et al.* 2010. Atlas de medicina de animales exóticos, 2ª ed. Editorial Inter-Médica, Argentina, págs: 1-3.
- 2) Bah M.C., *et al.* 2005. 39 (3): 347-53. Actuación ante las anomalías cuantitativas y cualitativas de las plaquetas, Centre Hospitalarier Spécialisé Paul Guiraud, pags: 348-349, [En línea] <http://www.scielo.org.ar/pdf/abcl/v39n3/v39n3a10.pdf>. [08/02/18].
- 3) Cappelletti A, *et al.* 2016, El perro de las praderas, edit. De Vecchi, S.A., USA, [En línea], <https://books.google.com.mx/books?id=qtAwDwAAQBAJ&pg=PT15&dq=cynomys+ludovicianus&hl=es-419&sa=X&ved=0ahUKEwiCsZnAvufWAhUB9YMKHeL7CCwQ6AEIRTAE#v=onepage&q=cynomys%20ludovicianus&f=false>, [Consulta: 22 de Octubre del 2017].

- 4) Carrillo E. R., *et al.* 2009, 25(2):163-8, Pseudotrombocitopenia: reporte de un caso y revisión bibliográfica, Med Int Mex, pags; 165-166, [En línea] [31/01/18], http://cmim.org/boletin/pdf2009/MedIntContenido02_10.pdf.
- 5) CONABIO. 2010. *Cynomys ludovicianus* (perro llanero cola negra). Distribución conocida, México, [En línea] [22 de Febrero del 2018], <http://www.conabio.gob.mx/informacion/metadatos/gis/cynludovdcgw.xml? http cache=yes& xsl=/db/metadatos/xsl/fgdc html.xsl& indent=no>.
- 6) Eads D.A. 2015. Southern great plains rapid ecoregional assesement-pre- assesement report. Chaper 20. Black-tailed prairie dog, USGS, USA, [En línea], https://www.researchgate.net/profile/Timothy_Assal/publication/276204298_Southern_Great_Plains_Rapid_Ecoregional_Assessment-Pre-Assessment_Report/links/55521b6108ae6943a86d6cbb/Southern-Great-Plains-Rapid-Ecoregional-Assessment-Pre-Assessment-Report.pdf#page=244, [Consulta: 22 de Octubre del 2017].
- 7) Fowler M.E. 2008. Restraint and handling of wild and domestic animals, editorial Wiley-Blackwell Publishing, USA, págs: 264-271.
- 8) Hoogland J.L. 1995. The black prairie dog social life of a burrowing mammal. wildlife behavior and ecology series, USA, Chicago UniversityPress.
- 9) ISIS. 2013. International Species information system, [En línea] <https://www.species360.org/>. [Consulta: 28 Octubre 2017].
- 10) IUCN. 2017. The IUCN red list of threatened species. Version 2017-3. [En línea]. <http://www.iucnredlist.org/details/summary/6091/0>. [Consulta: 16 Diciembre 2017].
- 11) Jacobson E.R. 2007. Infectious diseases and pathology of reptiles, edit. CRC Press Taylor and Francis Group, USA, University of Florida, pág: 167-168.
- 12) Keckler M.S. *Et al.* 2010. Physiologic reference ranges for captive black-tailed prairie dogs (*Cynomys ludovicianus*), J Am Assoc Lab AnimSci (JAALAS), [En línea], 49(3): 274-281. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2877297/#bib8>, [Consulta: 16 de Octubre del 2017].

- 13) Long K. 2002. Prairie dogs a wildlife handbook, ed. Johnson Nature Series, US, pág: 27,
- 14) Mitchel M.A., *et al.* 2016. Current therapy in exotic pet practice, edit. ELSEVIER, pags: 1-2.
- 15) Núñez O.L. 2007. Patología clínica veterinaria, UNAM, 2ª ed. Pags: 40-43, 53-61, 66-69, 87-148.
- 16) Reagan W.J., *et al.* 1998. Hematología veterinaria atlas de especies domésticas comunes, edit. HarcourtBrace, pags: 13-17.
- 17) Rebar A.E. 2003. Interpretación del hemograma canino y felino. Clinical Handbook Series, PURINA, pags: 11-21.
- 18) Rebar A., *et al.* 2008. Interpreting hemograms in cats and dogs, School of Veterinary Medicine Purdue University West Lafayette, EUA, pags: 3-4, [En línea] [02/02/18], <http://www.hungarovet.com/wp-content/uploads/2008/03/interpreting-hemograms-in-cats-and-dogs.pdf>.
- 19) Schmith S., *et al.* 2015. Top 5 Leukogram patterns, Clinica Brief, Ashland, Massachusetts, USA, pags: 15-16. [En línea] [29/01/18], <https://www.cliniciansbrief.com/sites/default/files/attachments/Top%20%20Leukogram%20Patterns.pdf>.
- 20) Stahl S.J. 2006. Proceedings of the north american veterinary conference, (vol. 20), ed. Small Animal, U.S.A., [En línea] <http://www.ivis.org/proceedings/navc/2006/SAE/605.pdf?LA=1>. [Consulta: 25 de febrero de 2018].
- 21) Thrall M.A., *et al.* 2004. Veterinary hematology and clinical chemistry, USA, edit. Lipponcott Williams and Wilkins, pág: 69-68, 125- 130, 211-219, 301-376. 401-440, 463-468.
- 22) Whitbread T.J. 2018. Clinical biochemistry, MSD Manual, Merck Sharp and Dohme Corp. USA, [En línea], <https://www.msdsmanual.com/clinical-pathology-and-procedures/diagnostic-procedures-for-the-private-practice-laboratory/clinical-biochemistry>, [25/02/18].