

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS
BIOLOGICAS Y AGROPECUARIAS
DIVISION DE CIENCIAS VETERINARIAS



DISEÑO DE UN PROGRAMA SANITARIO DE PREVENCIÓN Y
CONTROL DE ANAPLASMOSIS EN LAS ESPECIES
RUMIANTES DEL ZOOLOGICO GUADALAJARA.

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA
P R E S E N T A:
LAURA ELENA DELGADILLO KEENAN
GUADALAJARA, JAL., NOVIEMBRE DE 1996

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

**CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y
AGROPECUARIAS**

DIVISION DE CIENCIAS VETERINARIAS

**Diseño de un Programa Sanitario de Prevención y Control de
Anaplasmosis en las Especies Rumiantes del Zoológico Guadalajara.**

Tesis que presenta el Pasante de Medicina Veterinaria y Zootecnia:
Laura Elena Delgadillo Keenan.

Director de Tesis:
M.V.Z. M. en C. Francisco Rodríguez Herrejón.

Asesor de Tesis:
M.V.Z. Gonzalo Elizondo Mata.

Zapopan, Jalisco, Noviembre de 1996.

DEDICATORIA.

A MIS PADRES

Porque gracias a su educación, paciencia, apoyo y cariño
he podido lograr mis propósitos, los cuales les dedico con amor;
espero nunca defraudarlos para que siempre se
sientan orgullosos de mí.

Muchas gracias, los quiero y respeto muchísimo.

**A MIS HERMANOS
ANA, JOE, CARLOS Y PATTY.**

Con respeto y cariño.

A ENRIQUE FANTI,

Gracias, con todo mi amor por todo lo que le has dedicado
de manera incondicional a mi trabajo y a mí, porque con
esa paciencia, apoyo, amor, trabajo y ánimo
que me diste, me fue posible realizarlo y llevarlo a término,
y me ha ayudado a comenzar junto a tí,
mi vida profesional, la cual te dedico.
Te amo, siempre.

**A MI DIRECTOR DE TESIS
M.V.Z. FRANCISCO RODRIGUEZ HERREJON**

Doctor, gracias por sus conocimientos, interés y apoyo que me permitieron lograr éste trabajo.

**A LA UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA
Y
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

AGRADECIMIENTOS.

AL ZOOLOGICO GUADALAJARA

**M.V.Z. GONZALO ELIZONDO
M.V.Z. JAIME ANDRADE
M.V.Z. JOSE LUIS RODRIGUEZ
M.V.Z. LILIANA ABASCAL
BIOL. MA. DEL ROCIO VALENCIA
M.V.Z. ELISEO PORTILLA**

Por su valiosa colaboración.

**AREA TECNICA DEL
ZOOLOGICO GUADALAJARA,**

A todo el personal que colaboró para la realización del trabajo.

Q.F.B. SOCORRO MORALES

Cocoy, te agradezco todo el tiempo, paciencia y trabajo
que me dedicaste.

**L.D. GERMAN ESTRADA
BIOL. MARIA EUGENIA MARTINEZ**

Gracias por su ayuda tan valiosa para concluir éste trabajo.

**AL CENTRO NACIONAL DE SERVICIOS DE
CONSTATAACION EN SALUD ANIMAL**

**M.V.Z. FERNANDO PARRODI
M.V.Z. HUGO FRAGOSO**

Por todos los conocimientos adquiridos de ustedes,
que fueron plasmados en el presente
trabajo de tesis.

Q.F.B. CRISTINA MORAN,

Por su tiempo y dedicación, gracias.

M.V.Z. MARIA EUGENIA LOEZA,

Por toda su paciencia, tiempo y trabajo que fueron invaluable
para realizar mi tesis.

A MIS MAESTROS Y COMPAÑEROS DE FACULTAD.

CONTENIDO.

Resumen	X
Introducción	1
Planteamiento del Problema	13
Justificación	14
Objetivos	15
Material y Métodos	16
Resultados	18
Discusión	48
Conclusiones	51
Bibliografía	52

RESUMEN.

La Anaplasmosis es una enfermedad exclusiva de los rumiantes, ocasionada por una rickettsia intraeritrocítica obligada del género *Anaplasma* y que puede ser de distintas especies: *A. marginale*, *A. centrale*, y *A. ovis*. Principalmente causa anemia por la masiva destrucción de eritrocitos y los signos clínicos son consecuencia de ella: palidez o ictericia, debilidad, adelgazamiento, fiebre, constipación, entre otros, y muerte si el animal no es tratado a tiempo. Puede ser transmitido por varias especies de garrapatas y moscas chupadoras, así como por cualquier material que tenga contacto con la sangre de un animal portador y luego con la de uno susceptible. En el Zoológico Guadalajara, a través de varios años se había diagnosticado Anaplasmosis en varios individuos de la colección e incluso hubo bajas a las que se les atribuyó como causa el *Anaplasma* existente. Para controlar dichos brotes primero se trabajó en la identificación de los posibles vectores en esta área, que resultaron ser dos moscas chupadoras: *Stomoxys calcitrans* y *Tabanus sp.* Luego se muestreó a la mayor cantidad posible de individuos en el lapso de un año, aprovechando otros manejos para colectarlas o inmovilizando especialmente para este fin; todo esto para realizar estudios de laboratorio como observación de frotis sanguíneos, realización de hemogramas y pruebas serológicas, para detectar portadores. La finalidad era comprobar la presencia de *Anaplasma* en el Zoológico y proponer un programa para controlar la aparición de brotes en la colección y prevenir que ingresen animales susceptibles al Zoológico. Dicho programa consta de tres partes: 1.- Un plan para realizar diagnósticos definitivos cuando se presente un caso clínico del cual se sospeche de Anaplasmosis, sabiendo así de seguro que el causante del cuadro clínico es *Anaplasma*. 2.- Un programa para controlar a los vectores, en este caso las moscas, y de medidas higiénicas a tomar. 3.- Un plan de manejo de los animales que ingresen al Zoológico, que por su lugar de procedencia sean susceptibles a padecer la enfermedad.

INTRODUCCION.

La Anaplasmosis es una enfermedad infecciosa que afecta a los animales rumiantes de todas las especies, y es causada por diversas especies de *Anaplasma*, los cuales infectan los eritrocitos del animal causando principalmente anemia severa, ictericia y frecuentemente la muerte (14,19,24,47).

La primera descripción del agente causal de la Anaplasmosis fue en 1893, cuando Smith y Kilborne observaron inclusiones al margen de los eritrocitos, considerándolos una etapa del ciclo de vida de *Babesia bigemina* (14,19). Más tarde Theiler, en 1910, denominó a éste agente *Anaplasma marginale*, debido a su ausencia de citoplasma y a su localización marginal dentro del eritrocito, y lo consideró un parásito diferente a la *Babesia* (14,19,24,51).

La Anaplasmosis fue reportada por primera vez como enfermedad del ganado en los Estados Unidos en 1926. Ya a principios de éste siglo, investigadores como Lignieres, Rusenbuch y González, en Argentina realizaban estudios clínicos y de transmisión de ésta enfermedad (14,19).

En 1931 Lestoquard logró transmitir *A. Marginale* de vacas a búfalo (*Syncerus caffer*) y en 1932, Neitz y Du Toit descubrieron la susceptibilidad del blesbuck (*Damaliscus albifrons*) y el duiker (*Sylvicapra grimi*) a éste agente. En estudios posteriores se demostró que un gran número de especies rumiantes son susceptibles a *A. marginale*, tales como antílopes, venados, alces y borregos; y algunos otros a *A. ovis*, como son algunos antílopes africanos y el antílope Eland (*Taurotragus oryx*) (19,20,50).

En lo que se refiere a su transmisión, en 1941, Lotze y Yiengst refirieron su transmisión por picadura de la mosca de tábano y por diversos mosquitos. Después en 1945, Boyton identificó como vectores a 19 especies de garrapatas (51).

Varios investigadores intentaron infectar experimentalmente a diversos mamíferos pequeños, entre ellos roedores y animales de laboratorio, para determinar su susceptibilidad, reportándose

en 1938, que los cueros, conejos, perros, gatos, hurones, ratas, ratones y gallinas, son refractores a la infección con *A. marginale* y *A. centrale*; así como se obtuvieron resultados negativos al intentar transmitirla a caballos (14).

Distribución.

Se encuentra ampliamente distribuida a través de las zonas con clima tropical y subtropical, pero también se le encuentra en distintas partes del mundo aún de clima templado y frío (24,40).

En México, la incidencia en ganado bovino varía según la región, siendo de menor incidencia en el norte, mayor en la zona de la costa del Pacífico y el centro, y aún mayor en la zona de las Huastecas; esto depende directamente de la prevalencia de vectores artrópodos potenciales. Su ocurrencia es usualmente mayor durante primavera-verano y principios de otoño, cuando los vectores son más activos y existen en mayor número (5,14,19,23).

Aspectos epizootiológicos.

Etiología.- La Anaplasmosis es causada por *Anaplasma marginale*, el cual es un parásito intraeritrocítico obligado; se encuentra clasificado en la familia Anaplasmataceae, orden Rickettsiales (19,24,27). Es un agente gram negativo, en las tinciones de frotis sanguíneos con Giemsa o Wright aparece como estructura densa, azul oscura y redonda, de 0.3 a 1.0 micras de diámetro, sin citoplasma y ubicado en la periferia de los glóbulos rojos (45).

Se multiplica por fisión binaria dentro de una vacuola, para formar inclusiones con cuatro a ocho cuerpos iniciales o subunidades; durante la maduración de éstos, se separan del eritrocito donde se desarrollaron y entran a uno nuevo por invaginación de la membrana citoplásmica, completando así su ciclo reproductivo (1,10,14,19,24,29,30,35,45).

La variante en ovejas y cabras es *A. ovis* la cual es morfológicamente idéntica a *A. marginale*, pero tanto los bovinos son refractarios a *A. ovis* como las ovejas a *A. marginale* (44).

Otra variante es *A. centrale*, la cual se encuentra al centro del eritrocito, en lugar de estar al margen y ésta se asocia con una infección muy leve en el ganado bovino (19,29).

Existe además otra especie que afecta a borregos y cabras, *A. mesaeeterum*, la cual es menos patógena que *A. ovis*, y sólo se ha encontrado en el noroeste de Europa; su localización en el eritrocito es más al centro (44).

Otro género encontrado en ganado y venados en Norteamérica es *Paranaplasma caudatum*, el cual difiere del *Anaplasma* en que sus cuerpos de inclusión tienen apéndices que le dan forma de coma o anillo y las infecciones son generalmente asintomáticas y puede encontrarse en infecciones mixtas con *A. marginale*. Aparece sólo en eritrocitos de bovino (14,24).

Transmisión.- La fuente de infección es siempre la sangre de un animal infectado o portador y la transmisión puede ser de forma mecánica o biológica.

La transmisión mecánica debe ocurrir rápido desde el contacto del vector con el animal infectado hasta su llegada con el animal susceptible, deben pasar unos pocos minutos para que la sangre infectada transmita anaplasmas viables. Una forma muy importante de transmisión mecánica es por medio de instrumentos quirúrgicos o agujas hipodérmicas mal esterilizados. Los vectores biológicos sí son capaces de albergar el agente durante unas semanas sin que sufra modificaciones (14,24,47).

El vector más importante por su abundancia es la garrapata, y se conocen hasta ahora 20 especies diferentes que pueden transmitir la enfermedad, de las cuales por lo menos 9 se encuentran en México y los Estados Unidos. Ya se demostró que también existe transmisión transovárica en las garrapatas *Boophilus annulatus*, *B. microplus*, *Dermacentor andersoni*, *D. venustus* y *D. occidentalis*; y la transmisión transestadial en *Argas persicus*, *D. albipictus*, *D. variabilis*, *Ixodes scapularis*, *Rhipicephalus bursa*, *R. sanguineus* y *B. microplus* (10,19,29,21,24,31,34,47).

Otros artrópodos vectores son moscas tábanos (principalmente *T. abactor* y *T. sulcitrons* entre otras 7 especies), moscas de los establos (*Stomoxys sp.*), moscas de los venados (*Chrysops sp.*), y moscas de los cuernos (*Siphona sp.*); además de algunos mosquitos (*Psorophora sp.*) (10,24,31,34,47).

La transmisión transplacentaria puede ocurrir en el ganado después de una infección aguda durante el primer trimestre de gestación, pero ya que en los rumiantes silvestres es muy rara la anaplasmosis aguda, es dudoso que ésto sea importante para estas especies (9,14,19,29,42,47,48).

Otros factores que influyen en la susceptibilidad son la edad, ya que es menos severo en animales menores de un año; y la condición, pues los animales esplenectomizados son más susceptibles (22,40).

Signos clínicos.- La anaplasmosis puede ocurrir de forma aguda, subaguda o crónica.

En rumiantes silvestres no existen reportes de infecciones agudas de anaplasmosis en forma natural, probablemente debido al resultado de una inmunidad natural o a una adaptación al parásito después de mucho tiempo de asociación (11,17,19,24,50).

Después de tres a cuatro semanas de incubación, los signos más comunes son, una reacción febril de 40-41°C de varios días de duración, depresión, inapetencia, anemia de diverso grado según la rapidez de destrucción de eritrocitos, incluyendo palidez de mucosas, incremento de frecuencia respiratoria y pulso, debilidad, deshidratación y constipación o diarrea. Eventualmente se presenta ictericia y una marcada pérdida de peso; nunca ocurre hemoglobinuria (2,9,10,11,19,49).

La convalecencia viene después de varias semanas o meses mientras se da la regeneración de eritrocitos. En rumiantes salvajes, la mortalidad es aparentemente insignificante, pero en ganado adulto puede llegar hasta el 50%. En ovejas y cabras, generalmente hay infección subclínica (19,23,24,29,51).

Patogénesis.- La entrada del *Anaplasma* al organismo, es únicamente por vía sanguínea, en la cual intervienen distintos vectores.

Durante el período de incubación no hay lesiones patológicas, y éstas dependen de la vía de inoculación, la infectividad del agente y la susceptibilidad del animal.

Los parásitos primero aparecen en el parénquima del bazo y luego son visibles en los eritrocitos; aquí es cuando incrementa la temperatura corporal. El desarrollo del *Anaplasma* ocurre en cuatro estadios:

- 1.- Dominado por cuerpos iniciales.
- 2.- Incremento de cuerpos marginales.
- 3.- Período de crecimiento vigoroso de los cuerpos marginales y transmisión de cuerpos iniciales a eritrocitos no infectados.
- 4.- Multiplicación masiva con la máxima parasitemia.

Después los eritrocitos comienzan a desaparecer al ser fagocitados por el sistema reticuloendotelial (fenómeno de autoinmunidad) por medio de anticuerpos antieritrocitos. Durante este período hay anemia macrocítica severa y como consecuencia leucocitosis (1,24,45).

Durante la convalecencia, los cuerpos de *Anaplasma* van decreciendo en los frotis sanguíneos, y la regeneración de eritrocitos se anuncia con la aparición de anisocitosis, policromatofilia, eritrocitos nucleados y un número incrementado de cuerpos de Howell-Jolly (los cuales se pueden confundir con los *Anaplasmas* que aún queden) (2,5,9,14,24,45).

En la anemia, el conteo eritrocítico, el volumen de paquete celular y el contenido de hemoglobina pueden disminuir hasta un 25% de lo normal.

En los rumiantes silvestres no se han observado abortos por Anaplasmosis, como en los bovinos domésticos; pero al recuperarse permanecen como portadores por un tiempo considerable, posiblemente de por vida (11,19,24).

Lesiones postmortem.-

Todas son debidas a la destrucción masiva de eritrocitos, y son: mucosas pálidas e ictericas, esplenomegalia, sangre acuosa o muy delgada, vesícula biliar distendida, hígado un poco crecido con coloración amarillo-café, y en ocasiones hemorragias epicardiales y endocardiales, constipación, gastroenteritis catarral y hemorragias petequiales en pleuras (10,29,48).

Diagnóstico.- Para el ganado bovino doméstico son muy utilizadas las pruebas serológicas como Fijación de Complemento (FC), la Prueba Capilar de Aglutinación (PCA), la Prueba rápida de Aglutinación en Tarjeta (PATA) y la prueba de ELISA para el diagnóstico de Anaplasmosis, pero varios autores han reportado que éstas no son muy confiables al aplicarse con sueros de diferentes rumiantes silvestres, ya que han proporcionado muchos falsos negativos y algunos falsos positivos (4,14,18,19,25,41,55).

Se han realizado también en éste tipo de rumiantes, la Prueba Indirecta de Anticuerpos Fluorescentes, pero su precisión no se ha demostrado (23).

La confirmación más rápida es la observación de frotis sanguíneos teñidos con Wright, Giemsa, Azul de metileno , o Acridina, lográndose ver el parásito dentro del eritrocito (12).

Debido a que en los rumiantes silvestres los signos clínicos no son tan evidentes como para ser de valor para un diagnóstico, a simple vista se observan los aspectos epizootiológicos como son la presencia de vectores, estación del año e incidencia de Anaplasmosis en rumiantes del área (5,14,19,23).

Pronóstico

Ya que en la mayoría de los rumiantes silvestres, la infección es subclínica, el pronóstico es favorable en la mayoría de los casos; siendo los animales viejos o en pobres condiciones físicas los que corren más riesgo (19).

Inmunidad.

Un animal recuperado posee gran cantidad de anticuerpos que permanecieran constantes mientras el microorganismo esté latente (estado de premunición), pero con diversos tratamientos, los cuales deben ser muy prolongados, pueden disminuir y volver a poner al animal en riesgo (3,9,19,38,39).

Está comprobado que las crías de madres inmunes reciben protección temporal de aproximadamente dos meses, y la mayoría desarrollan cierta resistencia que dura de tres a nueve meses. Los animales adultos infestados de garrapatas y/o que viven en lugares enzoóticos de moscas chupadoras durante toda su vida, raramente contraen la enfermedad, ya que adquieren infecciones transmitidas por éstos insectos a una edad temprana de su vida, cuando aún tienen resistencia natural, y por lo general, dichas infecciones no son patentes pero proporcionan una inmunidad de larga duración (3,13,24).

En los lugares dónde la infestación de garrapatas y/o moscas es variable, el proceso de inmunización natural es imprevisible, habiendo así animales muy resistentes y otros muy susceptibles a la infección; ésto hace recomendable que el control de dichos vectores en las zonas dónde son estables, no llegue al grado de convertirla en inestable.(31).

Los animales con los que se debe tener cuidado, son aquellos que provengan de zonas libres de Anaplasmosis y sus vectores, pues son los más susceptibles a padecer la enfermedad en forma aguda y a morir por ésta causa.(27).

Además existe inmunidad cruzada entre *A. marginale* y *A. centrale*; asimismo entre *A. marginale* y *A. ovis*; debido a ésto algunos animales silvestres son ya refractarios a la infección en zonas enzoóticas para el ganado, y se ha demostrado que las cepas que les afectan son menos patógenas para el ganado, suponiendo que existen cepas diferentes del mismo *A. marginale* (1,19,38).

Existen varios tipos de vacunas con diferentes efectos cada una, incluyendo en ellas dosis pequeñas de organismos de *A. marginale* virulento, avirulento o atenuado así cómo de *A. centrale* (27,43,50,56).

La protección depende de establecer una infección crónica asintomática (premunización).

El uso de cepas virulentas aisladas en el campo, tienen cierto riesgo y requiere de control a base de tratamientos al primer indicio de infección (fiebre); ésta práctica es común en México, cuando se introduce ganado susceptible a zonas enzoóticas; la desventaja es que perpetúa los agentes reservorios virulentos.

Las cepas atenuadas o poco patógenas causan parasitemia moderada y un volumen de paquete celular relativamente bajo, y sólo en algunos casos puede requerir tratamiento, el cual puede ser basado solamente en tetraciclina, ya que el organismo es más susceptible al medicamento que la cepa virulenta. Esta vacuna activa la respuesta inmune sérica y la medida por células. Una forma común de atenuar el *A. marginale*, es por irradiación, y pasajes seriados en ovejas esplenectomizadas, incluso algunos combinan pasajes en ovejas y venados; las ventajas de esta vacuna son que el microorganismo inoculado no puede transmitirse a otros animales por garrapatas, y no sensibiliza contra eritrocitos de otros bovinos (por ser producida en ovejas) evitando isoeritrolisis hemolítica neonatal, cuando las crías ingieran anticuerpos calostrales (7,13,24,46,52,53).

La respuesta a la vacunación se detecta de dos a tres semanas postvacunación y persiste de dos a tres años.

Las vacunas de organismos avirulentos son menos efectivas, tal vez por la relativa baja inmunidad celular mediada inducida; sin embargo, actualmente en nuestro país son las elegidas para ser sometidas a pruebas y demostrar su eficacia en el campo mexicano (27,43).

La infección con vacunas de *A. centrale* no previene la infección con *A. marginale*, pero reduce la severidad de la enfermedad por el anterior en forma virulenta. Existen vacunas triples que contienen además *Babesia bovis* y *B. bigemina*. En México el uso de ésta vacuna no se practica ya que *A. centrale* es considerada exótica (53,56).

Hace algunos años en México, se evaluó satisfactoriamente en laboratorio la vacuna de cepa atenuada, siendo eficaz contra las cepas del país, pero en el mercado esta vacuna fue pasajera, debido a que su aplicación en el campo ocasionó reacciones de cuadros clínicos graves postvacunales, y presentación de brotes en animales vacunados, por lo cual se continúa trabajando experimentalmente sobre el tema (32,33).

Ninguna de éstas vacunas se usan en México, además de que no existen reportes disponibles de su uso en animales silvestres.

Los títulos vacunales no pueden diferenciarse a los de la enfermedad (23,38).

Tratamiento.

Existen diferentes agentes quimioterapéuticos, pero su eficacia contra Anaplasmosis es discutible cuando se aplican una vez que los efectos de la anemia son evidentes. Tales medicamentos son más efectivos en los casos crónicos o de portadores, o cuando se detecta inicio de enfermedad, (por ejemplo, fiebre postvacunal), como la oxitetraciclina o clortetraciclina como aditivos alimenticios en dosis de 7 a 11 mg/kg de peso hasta por 60 días.

La oxitetraciclina por vía parenteral puede detener el desarrollo de Anaplasmosis en su período de incubación, de 3 a 5 días con 22 mg/kg vía I.V., o de 10 a 16 días con 10-30 mg/kg vía I.M.; también se puede aplicar tetraciclina de larga acción (L.A.) a 20 mg/kg I.M. en cuatro aplicaciones con 3 a 7 días de separación (24,26).

La dithiosemicarbazona y el imidocarb, han sido utilizados exitosamente solos o en combinación con oxitetraciclina.

Algunos autores encuentran más efectivo el imidocarb que la oxitetraciclina o la clortetraciclina, a dosis de 3mg/kg vía S.C.; debe de tenerse cuidado con los efectos tóxicos en crías, siendo la dosis letal para ellos 20mg/kg.

La dithiosemicarbazona es tóxica en hembras lactando; ésta controla la Anaplasmosis clínica a dosis de 5-10 mg/kg I.V.

Otro derivado de la carbanilida, es el amicarbalide, a dosis de 20 mg/kg, puede controlar infecciones de Anaplasmosis pero no esteriliza a los portadores como lo hacen los medicamentos antes mencionados; y en dosis mayores es tóxico, causando lesiones en hígado y riñones (7,24).

Se han reportado estudios de la efectividad del uso de la enrofloxacin (Baytril* M.R.) contra el *Anaplasma*, reportándose ser efectivo a dosis de 5-10 mg/kg vía S.C. o I.M. durante cinco días, cuando se presenta un cuadro agudo de la enfermedad (15).

Si la anemia es grave, lo más recomendable es un tratamiento de sostén con fluidoterapia y transfusiones sanguíneas, solamente en los casos dónde no se someta al animal a stress fuerte, ya que ésto lo expone a un riesgo de muerte por hipoxia (9,14,29).

Control.

El principal control de Anaplasmosis consiste en el manejo de los animales, y la identificación y control de los vectores existentes (39).

Los parámetros epidemiológicos a considerar, para un buen programa de control son los siguientes:

1. Microorganismo: Identificación

Estabilidad antigénica

Patogenicidad

2. Vector: Identificación

Distribución

Población

Rango de infección del microorganismo.

3. Hospedero: Edad

Especie

Duración de la infección

Inmunidad

Presencia o ausencia de estabilidad enzoótica

Manejo

Mortalidad

La identificación de animales portadores y más susceptibles es muy importante, así como la adecuada higiene de los instrumentos médicos (23).

La ciudad de Guadalajara, Jalisco cuenta con un Zoológico de grandes dimensiones en la zona cercana a la barranca de Huentitán. La extensión de éste es de 32 hectáreas, donde se encuentran distribuidas las 360 especies de animales con que cuenta, siendo 102 de reptiles, 174 de aves y 84 de mamíferos; de éstos últimos 27 son especies rumiantes provenientes de diferentes regiones del mundo y cada uno con sus características particulares, pero todos susceptibles a padecer y/o portar el parásito causante de la enfermedad de anaplasmosis, como consecuencia de ser todos hospederos de los diferentes vectores biológicos transmisores de dicho parásito. Dichas especies son:

- Antílope acuático (*Kobus ellipsiprymnus*)
- Antílope eland (*Taurotragus oryx*)
- Antílope impala (*Aepycerus melampus*)
- Antílope lichi (*Kobus leche leche*)
- Antílope negro (*Antilope cervicapra*)
- Antílope nilgo (*Boselaphus tragocamelus*)
- Antílope nyala (*Tragelaphus angasi*)
- Antílope orix cimitarra (*Oryx dammah*)
- Antílope orix gemsbock (*Oryx gazella gazella*)
- Bisonte americano (*Bison bison*)
- Borrego de Berberia (*Ammotragus lervia*)
- Borrego muflón (*Ovis musimon*)

- Búfalo del Congo (*Syncerus caffer nanus*)
- Cabra markhor (*Capra falconeri*)
- Cabra montés (*Capra ibex nubiana*)
- Ciervo axis (*Axis axis*)
- Dromedario (*Camelus dromedarius*)
- Gacela de Thomson (*Gazella thomsoni*)
- Guanaco (*Lama glama guanicoae*)
- Jirafa (*Giraffa camelopardalis reticulata*)
- Llama (*Lama glama glama*)
- Vaca Jersey (*Bos taurus*)
- Venado cola blanca (*Odocoileus virginianus sinaloae*)
- Venado dama dama (*Cervus dama*)
- Venado sika (*Cervus nippon*)
- Venado wapitti (*Cervus elaphus canadensis*)

Siendo un total de 133 individuos rumiantes.

Se ha sospechado de la presencia de anaplasmosis en algunas de éstas especies, ya que se han observado cuadros clínicos similares a los de la enfermedad, asimismo frotis sanguíneos con aparente presencia del parásito. Al momento de iniciar el presente trabajo, el problema se ha logrado controlar en algunos grupos de animales que presuntamente presentaron el brote, sufriendo inclusive algunas bajas durante el mismo. Dicho "control" se ha basado en el ataque del problema al detectar cualquier signo posible como depresión, anemia y adelgazamiento en especies que se sospecha que hayan padecido la enfermedad; Administrando tratamientos principalmente con oxitetraciclina parenteral y oral, pero sin lograr un verdadero control sobre todo en casos agudos.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.

El Zoológico Guadalajara cuenta con una colección de 27 especies diferentes de rumiantes silvestres, siendo en total 133 individuos. Aquí se han presentado casos clínicos de los que se ha sospechado de Anaplasmosis, siendo más constantes en algunas áreas, dónde se recolectaron algunas muestras de sangre, y por medio de frotis se corroboró en laboratorios de la SARH y del propio Zoológico la presencia de *Anaplasma s.p.* en Cabra montés, Antilope orix gemsbock, Venado cola blanca y Antilope nyala.

Algunas otras especies de las que se sospechó de Anaplasmosis, no fué posible obtener muestras sanguíneas, por lo que el diagnóstico se basó en el cuadro clínico (decaimiento, inapetencia, caquexia y análisis coproparasitológicos negativos); además de que después de un tratamiento con oxitetraciclina, el animal se recuperaba paulatinamente.

Este ha sido el motivo para iniciar el presente trabajo, el cual tiene la finalidad de localizar animales portadores, así como vectores potenciales que puedan estar diseminando dicha enfermedad a otras áreas, o que lleguen al Zoológico desde establos vecinos; y determinar que ésta enfermedad sea la causa de los problemas clínicos observados con anterioridad, y la manera de controlarla, manteniendo la colección en las mejores condiciones posibles.

JUSTIFICACION.

Todas las especies ruminantes con que cuenta el Zoológico Guadalajara tienen un gran valor, y al existir problemas infecciosos como Anaplasmosis, dichos animales se encuentran en riesgo de contraer la enfermedad y hasta de morir. Asimismo, al ser animales con fines de exhibición, reproducción para su preservación y muchas de ellas en peligro de extinción, se deben de implementar medidas de control de la enfermedad, cuidando que éstas no afecten de manera alguna a los animales.

Además de los problemas que ésta enfermedad origina, debe de añadirse la imposibilidad de que el Zoológico pueda hacer intercambio de animales excedentes con otros zoológicos del país o del extranjero. Dichos intercambios son importantes para poder ampliar la variabilidad genética y evitar consanguinidad, así como para ampliar la colección.

Desde el punto de vista epizootiológico, el estudio e investigación de la transmisión e infecciosidad de Anaplasmosis en ruminantes silvestres, es importante, ya que es un tema muy poco tocado y por ende casi desconocido en la medicina veterinaria de zoológicos. También es importante conocer todos los posibles vectores con que se cuenta en la zona, tanto de Anaplasmosis como de otras enfermedades a las que pudiera estar expuesta la colección.

OBJETIVOS.

General.

Determinar la realidad y grado del problema que causa la Anaplasmosis en el Zoológico Guadalajara, para el posterior diseño de un programa para su control.

Particulares.

1. Identificar los animales portadores de *Anaplasma* mediante muestreos sanguíneos y pruebas de laboratorio.
2. Identificar los principales vectores mecánicos y biológicos que favorezcan la diseminación de Anaplasmosis, que existan en el Zoológico y cerca de éste.

MATERIAL Y METODOS.

Para iniciar el presente trabajo se realizó un programa de muestreo, para obtener sangre con anticoagulante (EDTA), para realizar hemogramas y frotis; y sin anticoagulante para obtener suero sanguíneo de la mayor cantidad de individuos posible, abarcando así también la mayor cantidad de especies rumiantes que el Zoológico Guadalajara alberga. Para la obtención de muestras se utilizó clorhidrato de etorfina (Immobilon*), para lograr la inmovilización de los animales, se obtuvieron 10 ml de sangre de la vena yugular repartiéndose la muestra en 3 tubos de ensaye (uno con EDTA), y se hizo una revisión general del animal para localizar ectoparásitos; al finalizar el muestreo se les aplicó el clorhidrato de diprenorfina (Revivon*), para evitar el riesgo de muerte por regurgitación. En algunos de los casos, el manejo de los animales se hizo en forma manual y sin la administración de fármacos.

Todo esto, con la finalidad de procesar el material en el laboratorio y obtener como resultado la existencia de individuos portadores, y cuales especies han sido infectadas.

Para tal fin se enviaron las muestras al laboratorio de parasitología y de serología del Centro Nacional de Servicios de Constatación en Salud Animal (CENAPA), ubicado en el estado de Morelos, en donde se realizaron lecturas de los frotis sanguíneos, algunos hemogramas y pruebas de serología, como la prueba de aglutinación en tarjeta (PATA), el ensayo inmunosorbente asociado con enzimas (ELISA) y Fijación de complemento (FC); además se realizaron frotis que fueron leídos en el laboratorio del zoológico y en el laboratorio de microbiología del Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias (CUCBA), División de Ciencias Veterinarias de la Universidad de Guadalajara. Esto, para obtener diversos resultados y una base de comparación de los mismos. De las muestras recién colectadas se realizaron hemogramas en el laboratorio del mismo zoológico, evitando así errores en los resultados.

También se procedió a capturar con redes entomológicas, moscas y mosquitos que se localizaron dentro de los albergues y en los alrededores; y se aprovecharon todos los manejos de muestreo de animales para localizar garrapatas (cabe mencionar que todas las que se encontraron fue dentro de orejas). Todos éstos artrópodos colectados fueron fijados en alcohol y enviados también al CENAPA para su identificación en el Departamento de Parasitología.

Por otro lado se realizó una revisión retrospectiva de bitácoras médicas, hojas clínicas, hojas de necropsias y reportes en el programa de computación MedARKS, partiendo del año de 1988 (año en el que se inauguró el Zoológico Guadalajara), para ubicar los casos aislados en que se sospechó o se corroboró la presencia de anaplasmosis.

RESULTADOS.

Después de varios meses de trabajo, los resultados que se obtuvieron de las diferentes fuentes de información fueron los siguientes:

a) Revisión retrospectiva.

Bitácoras médicas, hojas clínicas, hojas de necropsias y reportes en el programa MedARKS con respecto a casos de Anaplasmosis en el Zoológico Guadalajara.

Abril 1988 - Vacas escocesas con garrapatas y diarreas recurrentes.

Febrero 1989 - Antilope lichi con cuadro clínico sospechoso de Anaplasmosis y muerte.

Septiembre 1991 - Venado cola blanca, grupo con garrapatas en orejas, no identificadas.

Noviembre y Diciembre 1991 - Tratamiento con tetraciclina a Venados wapitti, Antílopes nyala y gemsbock, por sospecha de Anaplasmosis ya que murió un Antilope gemsbock al cual se le diagnosticó la enfermedad.

Julio y Agosto 1992 - Tratamiento con oxitetraciclina a Cabras ibex por muerte al parecer por Anaplasmosis de una de ellas, lo cual se corroboró con un frotis revisado en la SARH.

Diciembre 1992 - Se muestreó el grupo de Venados cola blanca y dos frotis se reportaron positivos a *Anaplasma marginale*.

Enero 1993 - Bisontes con tratamiento de tetraciclina por dos meses, por sospecha de Anaplasmosis. Muerte de un Antilope nyala en el que se diagnosticó Anaplasmosis en un frotis con eritrólisis.

Abril y Mayo 1993 - Borrego de berberia enfermo, en el frotis sanguíneo se diagnosticó Anaplasmosis. Se le da tratamiento con tetraciclina vía I.M. Venados wapitti con garrapatas en las orejas.

Julio 1993 - Muere un Venado wapitti y una hembra abortó, en ambos casos se diagnosticó Anaplasmosis.

Agosto y Septiembre 1993 - Tratamiento con tetraciclina a Venados wapitti y a Antilope gemsbock.

Octubre 1993.- Tratamiento de Antílope eland con tetraciclina. Muere un Antílope gemsbock, con diagnóstico de Anaplasmosis; se da tratamiento a los demás del grupo. Muere una Cabra ibex y se diagnostica *Anaplasma* en el frotis; el grupo recibe tratamiento con tetraciclina.

Diciembre 1993.- Tratamiento con oxitetraciclina oral al grupo de Cabras ibex y de Antílope gemsbock, e I.M. al Antílope eland cría.

Marzo y Abril 1994.- Tratamiento a Bisontes y Antílopes nyala. Muere un Venado wapitti, diagnóstico Anaplasmosis.

Mayo y Junio 1994.- Tratamiento oral a Antílopes lichi, a Bisontes y Venados wapitti, por posible Anaplasmosis. Tratamiento a un Borrego de berberia con oxitetraciclina más 4-4 (diazooamino) dibenzamidina (Anapiro*) y tetraciclina I.M. y oral.

Agosto y Septiembre 1994.- Tratamiento con Anapiro* al Antílope acuático macho. Tratamiento con Anapiro* y tetraciclina I.M. y oral a un Antílope eland. Muere una Cabra ibex, diagnóstico presuntivo Anaplasmosis.

Noviembre y Diciembre 1994.- Antílope eland con tratamiento de tetraciclina. Tratamiento oral a Cabras ibex. Tratamiento a un Antílope gemsbock con tetraciclina y Anapiro*, muere un mes después y se diagnosticó Anaplasmosis-Piroplasmosis.

Marzo 1995.- Tratamiento a Antílope gemsbock con tetraciclina oral e imidocarb (Imizol*).

Junio 1995.- Muere Venado wapitti cría, tenía garrapatas en orejas, diagnóstico presuntivo, Anaplasmosis. Se da tratamiento contra garrapatas a Bisontes, Venados wapitti y Antílope eland.

Septiembre 1995.- Tratamiento a Antílope eland con tetraciclina oral e Imizol*.

Octubre y Noviembre 1995.- Tratamiento a Llamas del zoológico infantil contra garrapatas e Imizol*. Cabras ibex con tratamiento oral.

b) Resultados de laboratorio.

Después de haber colectado muestras de sangre de varios individuos, se realizaron frotis sanguíneos para que fueran observados en los laboratorios del Zoológico, de Microbiología de la División de Ciencias Veterinarias del C.U.C.B.A. y de parasitología del CENAPA. A éste último, se le envió además, suero sanguíneo congelado, de cada individuo muestreado, para realizar pruebas de serología como ELISA y PATA; y sangre entera de algunos animales para evaluar su hematocrito. En el laboratorio del Zoológico se realizaron los hemogramas de todos los animales muestreados.

- Resultados de frotis sanguíneos y suero:

De todos los animales muestreados, que en total fueron 58, incluyendo a los animales que se muestrearon en el establo vecino al Zoológico, los resultados variaron mucho entre los laboratorios que los remitieron, resultando en el Laboratorio del Zoológico Guadalajara positivos ocho Venados cola blanca y dos vacas del establo vecino; en el Laboratorio del CUCBA resultaron positivos 13 Venados cola blanca, un Antilope lichi, un Orix cimitarra, un Venado wapitti, una Jirafa, un Orix gemsbock, cuatro Llamas, dos Borregos de Berberia, un Borrego muflón, una Cabra markhor, un Venado dama dama y cuatro vacas del establo vecino (un total de 31 animales positivos); y en el CENAPA resultaron positivos en la observación a frotis sanguíneos tres Llamas y seis vacas del establo; en la prueba serológica de PATA un Orix gemsbock y un Antilope eland; y por último en la prueba serológica de ELISA resultó positiva una vaca del establo (ver Tabla 1).

Los hemogramas que se realizaron en el Laboratorio del Zoológico Guadalajara resultaron encontrarse dentro de los límites normales para cada una de las especies, a excepción del Antilope eland viejo y un Venado cola blanca que cuando se muestrearon fue aprovechando un manejo que se realizaba debido a que presentaban signos de enfermedad, a

pesar de que éstos no sugirieran Anaplasmosis (ver Tablas 2 y 3). Algunos otros animales que se muestrearon porque mostraban signos de enfermedad, su hemograma aún se encontraba dentro de los límites normales, y los demás hemogramas provienen de animales aparentemente sanos muestreados para el presente trabajo.

TABLA 2: Resultados de hemogramas de los individuos muestreados

Especie	Identif.		Fecha	Glóbulos Rojos(*)	Hto.	Glóbulos Blancos(**)	Neutrófilos Seg.		Neutrófilos Banda		Linfocitos		Eosinófilos		Monocitos		Basófilos	
	♀	♂					#	%	mm ³	%	mm ³	%	mm ³	%	mm ³	%	mm ³	%
O Gemsbock	-	U	13-Jun-95	10.9	41	9.6	63	6.05	0	0	37	3.40	0	0	0	0	0	0
Venado Cola Blanca	-	U	10-Jul-95	16.2	54	8.1	70	5.77	0	0	24	1.94	6	0.48	0	0	0	0
	-	U	11-Jul-95	16.9	55	6.4	75	4.83	1	0.60	13	8.38	8	5.16	3	0.19	0	0
	-	U	13-Jul-95	15.3	51	6.3	67	4.25	0	0	24	1.52	5	0.32	4	0.25	0	0
	-	U	28-Jul-95	15.1	50	4.8	83	3.98	0	0	15	0.72	0	0	2	0.90	0	0
	-	U	09-Nov-95	11.8	41	3.7	75	2.80	0	0	21	0.80	4	0.15	0	0	0	0
	-	U	30-Jul-95	16.7	54	4.7	59	2.77	0	0	34	1.60	6	0.28	1	0.05	0	0
	-	U	32-Jul-95	13.6	47	11.5	77	8.89	0	0	15	1.72	8	0.82	0	0	0	0
	-	U	33-Jul-95	15.6	53	5.7	59	3.36	0	0	34	1.94	4	0.23	3	0.17	0	0
	-	U	36-Jul-95	16.2	54	5.5	75	4.16	0	0	23	1.27	1	0.05	1	0.05	0	0
	-	U	52-Jul-95	16.9	54	7.4	73	5.44	0	0	18	1.34	4	0.30	5	0.32	0	0
	-	U	53-Jul-95	15.7	50	5.6	66	3.73	0	0	32	1.81	0	0	2	0.11	0	0
	-	U	21-Sep-95	16.3	54	5.4	80	4.36	0	0	18	0.98	0	0	2	0.11	0	0
Antilope Lichi	-	U	13-Jul-95	8.5	40	5.8	39	2.62	0	0	66	3.83	3	0.17	2	0.12	0	0
O Gimitarra	-	U	08-Jul-95	10.1	42	4.2	38	1.59	0	0	50	2.10	10	0.42	2	0.80	0	0
A. Acuático	-	U	06-Jul-95	10.2	45	8.5	53	3.47	1	0.06	40	2.62	3	0.19	2	0.13	1	0.06
Llama	-	U	02-Ago-95	13.1	36	9.7	76	7.37	0	0	15	1.45	7	0.18	2	0.19	0	0
	-	U	18-Ago-95	13.9	31	24.8	71	17.64	0	0	19	4.72	8	1.98	2	0.48	0	0
	-	U	20-Ago-95	13.8	40	15.1	73	11.00	0	0	15	2.26	11	1.66	1	0.15	0	0
	-	U	21-Ago-95	12.1	38	15.9	65	10.36	0	0	22	3.66	10	1.59	2	0.32	0	0
	-	U	23-Ago-95	11.9	40	19.0	49	9.31	0	0	38	7.22	10	1.90	3	0.57	0	0
	-	U	30-Ago-95	9.4	32	15.6	50	7.82	0	0	30	4.69	17	2.66	3	0.50	0	0
	-	U	31-Ago-95	13.9	38	16.3	56	9.13	0	0	30	4.69	10	1.63	4	0.65	0	0
	-	U	03-Ago-95	12.3	36	12.3	65	9.55	0	0	21	3.08	13	1.91	1	0.15	0	0
B de Berbera	-	U	00-Oct-95	16.3	49	7.9	30	2.37	0	0	60	4.74	6	0.63	2	0.16	0	0
	-	U	06-Oct-95	17.2	49	8.0	43	3.44	0	0	48	3.84	4	0.32	5	0.40	0	0
	-	U	20-Oct-95	20.5	55	7.4	48	3.55	0	0	46	3.40	6	0.44	0	0	0	0
B Mufión	-	U	04-Oct-95	16.5	50	6.3	33	2.08	0	0	64	4.03	3	0.19	0	0	0	0
	-	U	16-Oct-95	12.3	41	7.5	34	2.55	0	0	61	4.60	6	1.11	0	0	0	0
	-	U	21-Oct-95	11.6	36	18.6	34	6.34	0	0	60	11.19	3	0.22	2	0.15	0	0
	-	U	19-Oct-95	24.3	78	18.2	78	14.19	0	0	22	4.00	0	0	0	0	0	0
C Markhor	-	V	09-Oct-95	8.4	35	3.8	62	3.16	1	0.36	17	6.54	0	0	0	0	0	0
A. Eland	-	V	10-Oct-95	16.7	34	17.1	80	13.68	3	0.51	13	2.22	0	0	4	0.66	0	0
Guanaco	-	P	19-Oct-95	10.4	32	10.2	74	8.06	2	0.22	13	1.42	10	1.08	0	0	1	0.11
G. Thomson	-	D6	12-Dic-95	12.1	60	6.9	47	2.91	6	0.37	41	2.54	0	0	6	0.37	0	0
	-	P	04-Dic-95	8.3	54	3.7	61	2.30	1	0.04	34	1.30	0	0	4	0.15	0	0
Jirafa	-	E	06-Dic-95	10.0	36	18.3	67	12.30	7	1.30	26	4.80	0	0	0	0	0	0
A Impala	-	U	04-Dic-95	24.0	45	2.7	54	1.50	0	0	30	0.81	13	0.35	3	0.08	0	0
	-	U	04-Dic-95	24.1	45	2.8	43	1.20	0	0	40	1.10	13	0.36	4	0.11	0	0
Dromedario	-	S	01-Dic-95	7.9	30	13.3	60	7.98	2	0.27	29	1.12	8	1.06	1	0.13	0	0
A. Eland	-	N	22-Ene-96	6.6	37	3.1	57	1.79	0	0	38	1.20	4	0.13	1	0.03	0	0
Ciervo Axis	-	U	22-Ene-96	11.1	40	5.4	47	2.50	0	0	32	1.71	21	1.12	0	0	0	0

C= Cria, V= Viejo, N=Nuevo, P= Progenitor, U= Unicornio, E= Enriqueta, S= Sofía

(*) Glóbulos Rojos = 10⁶/mm³

(**) Glóbulos Blancos = 10³/mm³

Tabla 3.**Valores hemáticos normales de las especies rumiantes muestreadas.**Antilope acuático (*Kobus ellipsiprymnus*):-

Glóbulos rojos (G R)	9.8 ± 2.44	*10 ⁶ /UL
Hematocrito (Hto.)	43.3 ± 9.7	%
Glóbulos blancos (G B)	7.448 ± 5.278	*10 ³ /UL
Neutrófilos seg. (NS)	5.380 ± 5.323	"
Neutrófilos banda (NB)	0.222 ± 0.247	"
Linfocitos (L)	2.299 ± 1.819	"
Monocitos (M)	0.070 ± 0.157	"
Eosinófilos (E)	0.071 ± 0.155	"
Basófilos (B)	0.064 ± 0.051	"

Antilope eland (*Taurotragus oryx*):-

G R	8.2 ± 1.59
Hto.	41.5 ± 6.3
G B	5.727 ± 2.639
N S	16.19 ± 82.8
N B	0.038 ± 0.073
L	9.956 ± 45.08
M	0.169 ± 0.161
E	0.248 ± 0.320
B	0.035 ± 0.051

Antilope impala (*Aepycerus melampus*):-

GR	11.69 ± 6.09
Hto.	41.3 ± 9.6
GB	3.719 ± 1.843
NS	2.245 ± 1.692
NB	0.048 ± 0.104
L	1.478 ± 1.041
M	0.059 ± 0.083
E	0.107 ± 0.152
B	0.016 ± 0.026

Antilope lichi (*Kobus leche leche*):-

GR	6.31 ± 3.72
Hto.	49.7 ± 1.1
GB	6.050 ± 3.942
NS	3.25 ± 0.919
NB	0
L	3.7 ± 3.818
M	0
E	0
B	0

Antilope orix cimitarra (*Oryx dammah*):-

GR	8.75 ± 2.04
Hto.	36.9 ± 6
GB	6.597 ± 2.505
NS	4.315 ± 1.987
NB	0.170 ± 0.35
L	1.418 ± 0.816
M	0.101 ± 0.122
E	0.157 ± 0.211
B	0.016 ± 0.043

Antilope orix gemsbock (*Oryx gazella gazella*):-

GR	9.92 ± 3.63
Hto.	41.1 ± 10.1
GB	7.554 ± 3.348
NS	4.396 ± 2.164
NB	0.091 ± 0.148
L	2.001 ± 1.188
M	0.237 ± 0.267
E	0.145 ± 0.145
B	0.039 ± 0.048

Borrego de Berberia (*Ammotragus lervia*):-

GR	9.9 ± 2.08
Hto.	41.3 ± 6.6
GB	7.89 ± 5.214
NS	32.42 ± 150.2
NB	0.023 ± 0.047
L	26.82 ± 129.7
M	0.189 ± 0.223
E	0.133 ± 0.151
B	0.004 ± 0.015

Borrego muflón (*Ovis musimon*):-

GR	10.23 ± 2.61
Hto.	42.8 ± 6.7
GB	6.083 ± 2.496
NS	2.868 ± 1.888
NB	0.082 ± 0.117
L	2.945 ± 1.643
M	0.151 ± 0.184
E	0.2 ± 0.331
B	0.023 ± 0.04

Cabra markhor (*Capra falconeri*):-

GR	14.9 ± 5.95
Hto.	41.2 ± 7.3
GB	8.562 ± 4.564
NS	5.147 ± 2.224
NB	0.021 ± 0.052
L	1.933 ± 1.772
M	0.088 ± 0.089
E	0.106 ± 0.181
B	0.002 ± 0.009

Ciervo axis (*Cervus axis*):-

GR	9.2 ± 4.04
Hto.	43.2 ± 13.4
GB	5.136 ± 4.111
NS	3.68 ± 3.504
NB	0.402 ± 0.773
L	1.729 ± 1.781
M	0.163 ± 0.253
E	0.038 ± 0.072
B	0.089 ± 0.224

Dromedario (*Camelus dromedarius*):-

GR	8.5 ± 2.14
Hto.	31.8 ± 5.7
GB	15.26 ± 6.632
NS	31.51 ± 160.8
NB	3.105 ± 5.605
L	14.67 ± 66.41
M	0.37 ± 0.303
E	0.741 ± 0.631
B	0.108 ± 0.127

Gacela de Thomson (*Gazella thomsoni*):-

GR	10.33 ± 1.83
Hto.	49.4 ± 7.4
GB	4.673 ± 2.602
NS	3.105 ± 2.143
NB	0.107 ± 0.225
L	1.516 ± 1.079
M	0.051 ± 0.082
E	0.055 ± 0.111
B	0.038 ± 0.049

Guanaco (*Lama glama guanicoae*)Llama (*Lama glama glama*):-

GR	12.49 ± 4.12
Hto.	35.5 ± 5.8
GB	12.79 ± 4.839
NS	9.772 ± 25.18
NB	0.413 ± 0.583
L	3.406 ± 2.732
M	0.444 ± 0.585
E	0.901 ± 1.01
B	0.064 ± 0.113

Jirafa (*Giraffa camelopardalis*):-

GR	10.04 ± 2.28
Hto.	32.1 ± 4.5
GB	14.46 ± 5.194
NS	10.2 ± 4.543
NB	1.069 ± 1.153
L	2.224 ± 1.287
M	0.346 ± 0.391
E	0.442 ± 0.482
B	0.201 ± 0.224

Venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*):-

GR	11.43 ± 5.04
Hto.	40.1 ± 9.7
GB	375.4 ± 1110
NS	5.655 ± 8.817
NB	0.121 ± 0.202
L	2.323 ± 2.444
M	0.274 ± 0.629
E	0.712 ± 1.746
B	0.029 ± 0.021

Venado wapitti (*Cervus elaphus*):-

GR	8.21 ± 1.53
Hto.	41 ± 9.1
GB	4.633 ± 2.688
NS	2.711 ± 2.036
NB	0.037 ± 0.061
L	1.454 ± 0.97
M	0.141 ± 0.164
E	0.346 ± 0.576
B	0.011 ± 0.027

d) Diagnóstico taxonómico de los artrópodos colectados en el Zoológico Guadalajara.

1.- Garrapatas:

Nombre común: Garrapata espinosa de la oreja.

Orden Parasitiformes.

Suborden Metastigmata.

Familia Argasidae.

Género *Otobius*.

Especie *megnini*.

+ Venado wapitti.- 20 hembras y 5 adultos juveniles.

+ Venado cola blanca.- 2 hembras adultas.

+ Llama.- 8 hembras adultas y 4 ninfas.

+ Vacas de establo vecino.- 1 hembra y 11 larvas repletas.

2.- 31 especímenes de Mosca doméstica, *Musca domestica* (Linnaeus).

Orden Diptera.

Suborden Cyclorhapha.

Familia Muscidae.

Género *Musca*.

Especie *domestica*.

3.- 3 especímenes de Mosca del establo, *Stomoxys calcitrans* (Linnaeus).

Orden Diptera.

Suborden Cyclorhapha.

Familia Muscidae.

Género *Stomoxys*.

Especie *calcitrans*.

4.- 10 especímenes de la pequeña mosca de la cara, *Phannia sp.*

Orden Díptera.

Familia Calliphoridae.

Género *Phannia*.

5.- 4 especímenes de *Phaenicia sp.*

Orden Díptera.

Familia Calliphoridae.

Género *Phaenicia*.

6.- 10 especímenes de mosquitos o zancudos grandes, *Toxorhynchites sp.*

Orden Díptera.

Suborden Nematocera.

Familia Culicidae.

Género *Toxorhynchites*.

Características; son mosquitos no hematófagos con larvas predadoras de otros insectos.

Existen cuatro especies en México, la hembra presenta una probólide fuertemente curvada hacia atrás con un cuerpo revestido de escamas de color azul-verde metálico.

7.- 2 especímenes de Mosca del caballo o mosca del venado, *Tabanus sp.*

Orden Díptera.

Suborden Brachicera.

Familia Tabanidae.

Género *Tabanus*.

De las 27 especies de rumiantes que alberga el Zoológico Guadalajara, sólo se pudieron muestrear 20; aunque de algunas de éstas sólo fue posible muestrear a un individuo. Algunas especies no fueron muestreadas debido a la dificultad y riesgo que éste procedimiento conlleva

para los animales, ya que el stress que les produce podría causarles la muerte, asimismo como la cantidad de anestésico necesario para algunos de éstos animales aumenta el riesgo. Así, de los 133 individuos rumiantes de distintas especies, con las que se cuenta, se muestrearon en total 49, es decir, un 36.84% de la población, abarcando un 74% de las especies.

Los resultados de los hemogramas realizados para el presente trabajo no mostraron a ningún animal anémico ni con cambios que indicaran presencia de Anaplasmosis, y la mayoría se encontraban en buen estado de salud; a excepción de algunas muestras que se tomaron a animales enfermos, aprovechando el manejo que se hacía de ellos para coleccionar muestras, a pesar de que los signos clínicos no sugerían enfermedad por anaplasmosis.

En lo que se refiere a los vectores que pueden diseminar Anaplasmosis en ésta zona, solamente se encontraron dos moscas hematófagas: Tábanos (*Tabanus sp.*) y Moscas de los establos (*Stomoxys calcitrans*), ya que la garrapata que fue identificada y es la única que se ha encontrado dentro del Zoológico, es la garrapata de la oreja (*Otobius megnini*), la cual no es considerada vector de *Anaplasma*; pero a pesar de ello, también se ha estudiado su ciclo de vida para tomar medidas sobre su control; ya que aunque no ha comprobado, podría fungir como vector mecánico.

Tábanos. (*Tabanus sp.*)

a) Características: Moscas cosmopolitas, grandes y robustas (6-10 mm en las especies pequeñas y 25 mm en las grandes), son voladores fuertes y plaga para caballos, ganado, venados y animales homeotermos, sólo las hembras pican y son hematófagas para poder ovular, los machos se alimentan de vegetales y carecen de mandíbulas. Las partes bucales de las hembras son espadiformes y cortantes, y sus labelas están adaptadas para embeber. Sus hábitos de crianza son acuáticos o semiacuáticos, colocan sus huevecillos sobre objetos flotando en el agua (follaje, palos, rocas) y los cubren de una secreción repelente al agua.

b) Ciclo de vida: Depositán sus huevecillos en los meses cálidos, ponen de 100 a 1000 huevecillos. El período de incubación es influenciado por las condiciones climáticas, en verano

es de 5-7 días; las larvas al eclosionar, se entierran individualmente en tierra mojada o húmeda y se alimentan de materia orgánica, algunas especies de larvas son terrestres y no necesitan humedad. La mayoría de las especies de climas templados producen una generación por año. La larva crece rápido en verano y otoño y muy lento o nada en invierno; para pupar, la larva se va a tierra seca, a una o dos pulgadas bajo la superficie y permanece como pupa de 5 días a tres semanas según la especie. Las moscas emergen de pupa y salen a la superficie, en algunas especies, el apareamiento es antes de endurecer, después de emerger en masa ambos sexos; otras emergen individualmente y se aparean en los enjambres de machos que las hembras visitan.

En regiones templadas, las hembras sólo son activas en meses más cálidos, y lo son más aún en las horas más cálidas del día.

c) Importancia médica y veterinaria: Causan serias molestias y son vectores mecánicos y hospederos biológicos de patógenos humanos y animales.

Causan una herida profunda y dolorosa provocando que fluya mucha sangre, la cual lamen con sus labelas esponjosas. Lo doloroso de la picadura provoca un hábito de alimentación intermitente y por ende mayor transmisión de enfermedades.

Hay pérdida considerable de sangre y cuando les es posible pueden alimentarse sobre un animal por 8 horas con ingestión aproximada de 0.074 a 0.359 ml/mosca.

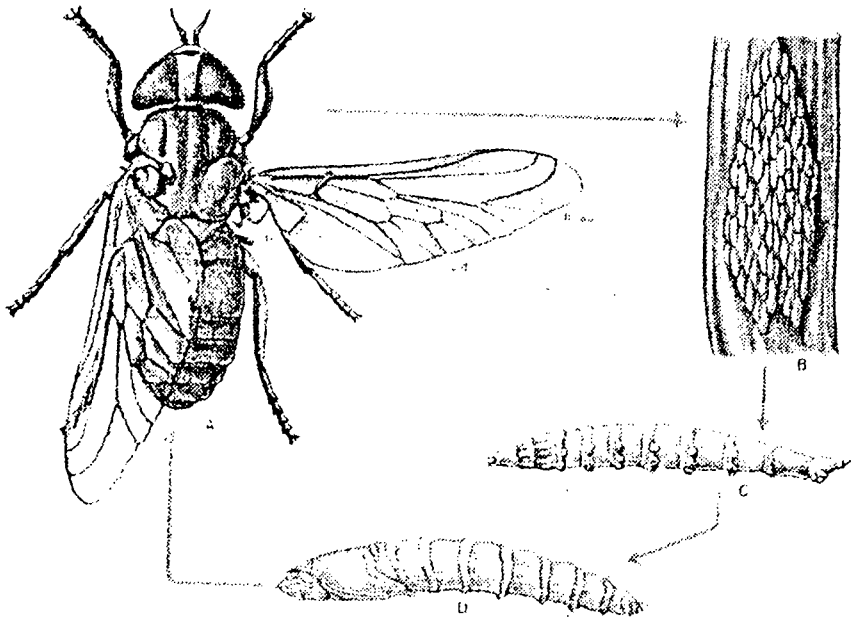
Tiene un rango de huéspedes muy amplio incluyendo mamíferos y reptiles, también se han mencionado aves.

En forma biológica pueden transmitir muchos tipos de *Trypanosoma* (*theileri*, *evansi*, *vivax*, etc.), *Haemoproteus metchnikovi*, cuatro nemátodos (*Dirofilaria roemeri*, *Loa loa*, *Elacophora schneideri*, *Onchocerca gibsoni*) entre otros; y en forma mecánica transmite el virus de la Anemia infecciosa equina, *Anaplasma marginale*, *Bacillus anthracis*, *Listeria monocytogenes*, entre los más importantes (Figura 1).(8,16,28,37).

Tábano (*Tabanus sp.*)

Fig. 1

Ciclo Biológico



- A). Hembra
- B). Huevos
- C). Larva
- D). Pupa

Mosca de los establos. (*Stomoxys calcitrans*).

a) Características: Es cosmopolita y se encuentra muy frecuentemente en los establos; es muy parecida a la *Musca domestica*, pero con una proboscis prominente con dirección horizontal y con una pequeña labela, su tórax es de color gris con cuatro bandas oscuras en el dorso, su abdomen es corto y ancho, y en el segundo y tercer segmento tienen tres manchas en cada uno. Son totalmente hematófagas.

b) Ciclo de vida: Depositán sus huevos de preferencia en estiércol, sobre todo en el que está mezclado con orina para asegurar una condición de humedad, o bien en heno y paja descompuesto. Ponen aproximadamente de 25 a 50 huevos a la vez y pueden poner alrededor de 800 huevos en total; sus huevecillos son blanco amarillentos de 1mm de largo y con un surco a un lado. En temperatura favorable eclosionan en 1 a 4 días, y en temperaturas bajas se prolongan más tiempo; las larvas se alimentan de vegetales y en tiempo de calor alcanzan su madurez de 14 a 24 días. La pupa se desarrolla en sitios secos (por ej. estiércol seco) y se desarrollan a adultos en 6 a 9 días.

La ovoposición se inicia 9 días posteclosión, después de alimentarse algunas veces de sangre. Estas moscas abundan en verano y otoño, se les observa de preferencia en sitios con luz. Viven aproximadamente de 30 a 60 días.

c) Importancia médica y veterinaria: Además de ser un transmisor mecánico de *Anaplasma sp.*, puede transmitir otros microorganismos como *Trypanosoma evansi*, *T. equinum*, *Habronema microstoma* y *Bacillus anthracis* (Figura 2). (8,16,28,37).

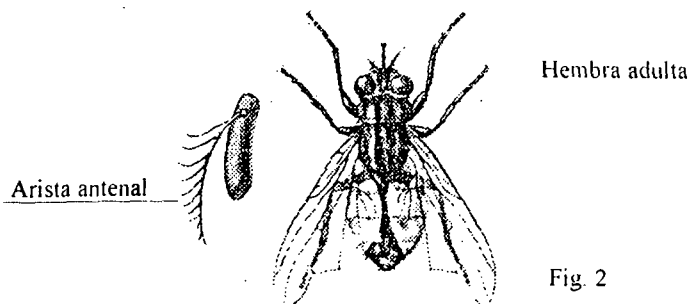


Fig. 2

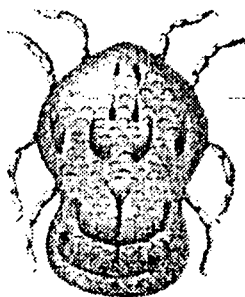
Garrapata de la oreja. (*Otobius megnini*).

a) Características: El tegumento de las ninfas está cubierto de espinas, y el de los adultos está granulado, ambos sexos son similares; no presentan ojos ni botón; el hipostoma está desarrollado en las ninfas y rudimentario en los adultos, el capitulo está distante al margen anterior en los adultos y cercano en las ninfas. Son garrapatas de un sólo huésped, y sólo se alimentan las larvas y las ninfas, ya que los adultos completan su desarrollo con el alimento consumido en el estado ninfal, y la última muda de ninfa a adulto se da en el suelo.

b) Ciclo de vida: Se da una generación por año, y una hembra pone varias veces grupos de 150 a 250 huevos, siendo un total aproximado de 1500 huevos por hembra. Las ninfas se desprenden después de la muda y ponen sus huevos en lugares protegidos (edificios, postes, cercados, recipientes de alimento y troncos de árboles) donde las infestaciones masivas son frecuentes.

El período de preovposición es de 8 a 12 días, el de ovoposición va de 14 a 180 días. La incubación de los huevos dura de 10 a 23 días, y el período de alimentación de la larva y muda va de 31 a 209 días. Una larva puede sobrevivir en ayuno 80 días, y una hembra sin fecundar puede sobrevivir 638 días.

c) Importancia médica y veterinaria: La única enfermedad reportada que se les atribuye es la fiebre Q. Al ser garrapatas de un sólo huésped minimiza la transmisión de enfermedades y facilita su control (Figura 3). (8,16,28,37).



Hembra adulta

Fig.3

Los demás artrópodos colectados resultaron no ser vectores de Anaplasmosis u otros hemoparásitos, ni de enfermedades importantes para la colección.

Propuesta del programa.

Los resultados anteriores, indican que el programa debe enfocarse más a un control de factores que puedan predisponer la aparición de problemas clínicos de Anaplasmosis, pues la infección por ésta rickettsia se ha comprobado estar latente en la zona, a pesar de desconocer si ha sido la causante de los problemas previos al inicio de éste trabajo; y hablar de prevención sólo para los animales de nuevo ingreso que provengan de áreas dónde no es común ésta enfermedad.

Para lograr éste fin se dividirá el programa en tres partes fundamentales:

1.- Un plan para poder llegar a un diagnóstico definitivo que no deje lugar a dudas de que la enfermedad se está presentando a causa de *Anaplasma sp.* Con ésto se comprobaría que Anaplasmosis causa enfermedad clínica aparente y bajas por mortalidad en rumiantes silvestres, lo cual no ha sido reportado antes.

2.- Un programa para controlar vectores, en éste caso moscas y garrapatas, así como material médico, y los productos a usar.

3.- Un plan de manejo para los animales que ingresen al Zoológico provenientes de distintas zonas tanto del país, como del extranjero.

Diagnóstico.

Siempre que se presente un caso en el que se sospeche de Anaplasmosis y en el que sea posible sujetar al animal, deberá además de revisar detalladamente las constantes fisiológicas del animal, coloración de sus mucosas y presencia de ectoparásitos, colectar sangre y suero en el mismo momento, para realizar una hemograma completo, frotis sanguíneos y pruebas de

serología que ayudarían a corroborar el diagnóstico, y, en caso de morir el animal, coleccionar órganos. Todas las muestras deberán ser enviadas a laboratorios especializados en la materia, para obtener resultados de mayor confiabilidad.

El diagnóstico durante la fase aguda de la infección se basará en tres puntos principales:

a) Los signos clínicos : fiebre, palidez, debilidad, constipación, orina normal, sangre acuosa y ocasionalmente ictericia, entre los más significativos.

b) Los cambios hematológicos : anemia progresiva (normocítica al inicio y posteriormente macrocítica), en casos agudos se encuentra además granulocitosis, reticulocitosis, incremento en el volumen corpuscular celular y aumento en la fragilidad osmótica de los eritrocitos, en el suero sanguíneo se observa incremento de la bilirrubina sérica total, bilirrubina directa, nitrógeno uréico, fosfatasa alcalina y aspartato aminotransferasa sérica, debido a una anemia severa.

c) La demostración del organismo en los eritrocitos y la confirmación serológica.

En zonas epizooticas bien definidas, se puede realizar un diagnóstico tentativo basándose en la fiebre y anemia sin hemoglobulinemia, pero lo antes mencionado es necesario para un diagnóstico definitivo.

Hacer un diagnóstico de casos agudos es más sencillo que de infecciones crónicas, basándose más éste último en la serología cuando no se han podido demostrar los parásitos en los eritrocitos. El diagnóstico microscópico en éstos casos es usualmente presuntivo porque sólo pueden estar presentes muy pocos cuerpos de inclusión de *Anaplasma* y su diferenciación de otros materiales teñidos es difícil.

Histológicamente las lesiones se caracterizarán por degeneración hepática, renal y miocárdica; hemosiderosis generalizada y eritrofagocitosis. La médula ósea está usualmente hiperplásica, pero en casos crónicos puede haber evidencia de depleción celular.

Los animales que sean diagnosticados como positivos de Anaplasmosis aguda, serán tratados con oxitetraciclina vía I.M. a dosis de 10-30 mg/kg durante 10 a 16 días, o a dosis de 20 mg/kg en cuatro aplicaciones con tres a siete días de separación si se trata de oxitetraciclina de larga acción; o si se prefiere, el tratamiento se basará en imidocarb a dosis de 3 mg/kg vía subcutánea, en dos aplicaciones con 28 días de separación, teniendo cuidado con la aplicación de ambos medicamentos en crías; en el caso del imidocarb no debe administrarse simultáneamente con antihelmínticos ni insecticidas organofosforados.

Existen infinidad de medicamentos cuyo principio activo es la oxitetraciclina, se enumeran algunos ejemplos: Emicina líquida (Pfizer), Oxy-tet 100 A.I. (Anchor), L-Eticina (Tomell), Emisol plus (Revet-Mex), Revevet (Hoescht), de uso parenteral; y, otras como Aloxin NF (Kalvet), Terramicina polvo (Pfizer), Oxi-S-20 (Panamericana) entre otros, como solución oral. El imidocarb se puede encontrar en el mercado con el nombre de Imizol (Mallinkrodt Veterinary).

Para los animales que se han reportado como portadores del microorganismo, se sugiere un tratamiento para prevención de brotes y/o diseminación, con oxitetraciclina vía oral a dosis de 7-11 mg/kg, durante uno o dos meses; ésto se hará en forma de aditivos alimenticios.

No se recomienda un tratamiento para eliminar a los animales portadores, ya que el Zoológico Guadalajara se encuentra en una zona endémica, además es necesario tener un contacto continuo con el microorganismo para obtener una buena protección inmunológica, debido a que el *Anaplasma* no provoca memoria inmunológica, y siempre existe el riesgo de reinfección, lo cual anularía el esfuerzo anterior.

Cerca a la época de lluvias es cuando incrementa la cantidad de vectores y por ende el riesgo de enfermedad sobre animales susceptibles, por lo que se recomienda adicionar ya sea a la dieta o al agua de bebida de todos los rumiantes, tetraciclinas durante una semana, para así reducir la cantidad de *Anaplasmas* en los animales portadores crónicos, y como consecuencia el riesgo de

transmisión a los susceptibles.

Tomando en cuenta que en las áreas dónde se encuentran Llamas, Antilope oryx gemsbock y Antilope eland fue dónde se diagnosticaron animales portadores, por el CENAPA, se sugiere poner más énfasis en las medidas preventivas de brotes y de control de vectores.

Control de Vectores.

Es importante aclarar, que el objetivo no es la erradicación de los vectores, únicamente su control, ya que su erradicación predispone a una inestabilidad enzoótica y por ende inmunológica, causando ésto mayor susceptibilidad a la enfermedad a largo plazo.

El tipo de transmisión que afecta en éste caso es mecánica, influyendo en ella moscas (de dos especies) y tal vez garrapatas e instrumental médico.

En lo que se refiere a las moscas, son dos los vectores potenciales: Tábanos y moscas de los establos, y para tomar medidas de control sobre ellas, se debe de tomar en cuenta los siguientes factores:

a) Productos comerciales existentes en el mercado.-

Existen una gran variedad de productos mosquicidas, con diferentes principios activos y formas de aplicación, algunos de ellos se aplican sobre el animal, otros a instalaciones y otros sólo se colocan como cebo.

La mayoría de los que se aplican sobre el animal se basan en piretrinas o en organofosforados, algunos de ellos se aplican por aspersión (A) o inmersión (I) y otros de forma epicutánea (E), ya sea cómo pour-on o spot-on. Algunos de éstos productos son:

A base de Cipermetrina: Ticoff (Lapisa), (A-I)

Barricade 5% C.E. (Shell), (A-I)

Ultimate (Smithkline), (A-I, E)

Renegade (Ciba), (E)

Batestán plus (Hoechst) (I)

Ectomin 100 (Ciba), (A-I)

A base de Deltametrina: Butox (Roussell), (A-I,E)

Con Flumetrina y Cyflutrina: Bayticol Pour-on (Bayer), (E).

Con Permetrina: Person (Farmatec), (E)

Bravo (Halvet), (A-I)

Con Clorfenvinfós: Supona C.E. (A-I)

Esteladón 30 (Ciba), (A-I)

Con Fenthión: Tiguvón Spot-on (Bayer), (E)

Con Triclorfón: Neguvón polvo (Bayer), (A)

Con Coumafós: Asuntol líquido y 50 (Bayer), (A-I)

Todos éstos garantizan un efecto mosquicida de diferente grado y duración, actuando contra las moscas que se posan sobre el animal. La mayoría tienen un efecto residual relativamente corto, y la desventaja es que necesita un manejo más frecuente de los animales, y en el caso de rumiantes silvestres es casi imposible. (6,36).

El otro grupo de productos se aplican sobre instalaciones y no necesitan manipulación de animales, sólo que éstos productos no evitan que las moscas se paren sobre el animal, sino que contribuyen a reducir las poblaciones existentes, y son:

Neocidol-H (Diazinón), para aspersión de instalaciones.

Mosca RIP, es un cebo con atrayente sexual.

Insectrín (Organofosforado), para aspersión de instalaciones.

Alfadex (Cipermetrina), con efecto de contacto, sobre instalaciones.

Alfacrón 10, es un cebo en forma de pintura.

Snip (Azametifós), cebo granulado.

K-othrine (Deltametrina), para aspersión en instalaciones.

Cynoff, para aspersión en instalaciones.

Solfac pH10, polvo humectable para superficies con capacidad de absorción.

T.P. fly bait (Tricolure, tricosene, thioacertemidato), trampa para moscas.

Neporex 50 (Cyromacina), para aspersión y riego.

Flectrom, es un arete para el animal.

Zunko (DDVP, aceite de pino, cresol, fenol, alquitrán de hulla), apersión en instalaciones (36).

De todos ellos se elegirá el que además de ser efectivo para el área dónde se utilizará, sea de menor riesgo para los animales y trabajadores.

La higiene que se tenga tanto dentro como fuera de los albergues y dormitorios es de suma importancia sobre el control de vectores, en éste caso las moscas. Lo más importante será el buen manejo de las excretas de todas las áreas del zoológico, recogiénolas frecuentemente y manteniendo el área lo más limpia posible, ya que el excremento provee un medio favorable para la reproducción de las moscas.

A pesar de las medidas de control que se lleven a cabo en el Zoológico siempre habrá cierta población de moscas y garrapatas, debido a su cercanía con varios establos, los cuales no toman medidas al respecto, o en su defecto lo hacen de manera inadecuada.

b) Hábitos y ciclo de vida de cada una de las especies:

Los hábitos del insecto tienen que ser tomados muy en cuenta si se desea un control adecuado de los mismos, aplicando los productos con la frecuencia adecuada y con mayor atención a los lugares y horas del día en que se encuentren en mayor cantidad.

Como se trata de dos especies de moscas, se debe de valorar a ambas para saber si hay que ampliar el área de tratamiento. A los tábanos se les observa más durante las horas más cálidas del día, posándose principalmente sobre los animales, pero también en los objetos e instalaciones a su alrededor; y a las moscas de los establos se les observa sobre el animal y sobre las superficies más iluminadas de paredes, piso, rejas, etc.

c) Época del año-clima-reproducción de moscas:

Otro factor no menos importante a considerar para un control de moscas, es el clima, supeditado a la época del año, ya que durante el invierno e inicio de primavera, tal vez no sea necesaria ninguna medida, al contrario de la época de verano-otoño, en donde deberán efectuarse las medidas antes mencionadas varias veces en éste periodo, comenzando al final de la primavera, evitando así su reproducción masiva.

Igual o más sencillo sería el control de las garrapatas *Otobius megnini* en algunas especies, pero en otras donde el manejo sin anestésico es imposible, resulta más difícil.

Al ser una garrapata de un sólo huésped y que su estancia sobre el animal es localizada en las orejas, no sería necesario la aspersión general al animal, sino que sólo se requeriría un tratamiento ixodicida a los oídos, siendo ésto, como lo mencionamos, casi imposible.

En éste caso es necesario un tratamiento ixodicida concomitante a las instalaciones, para romper el ciclo de vida de la garrapata, la cual solamente se encuentra sobre el animal hospedero en forma de larvas y ninfas, y los adultos que están reproductivamente activos se encuentran entre las grietas y rendijas de las instalaciones, y es allí donde se deberá romper el ciclo controlando a los adultos y las larvas recién eclosionadas antes de que suban a su hospedero.

La aplicación de ixodicidas en instalaciones deberá ser constante en periodos de un mes durante el primer año, ya que todo el año nacen larvas, aunque la mayor cantidad lo hagan durante los meses cálidos; pero los huevecillos se mantienen por periodos largos, así como los adultos pueden vivir por más de un año, en lo subsecuente se enfocarán a tratamientos sólo en las épocas cálidas.

La mayoría de los productos descritos para controlar moscas sobre el animal son de doble propósito, siendo principalmente de efecto ixodicida, pero existen en el mercado algunos otros que no se consideran de efecto mosquicida, sólo garrapaticida, cómo:

Amitraz Triatix (Hoechst), (A-I)

Clorpirifós Link (Elanco), (A-I)

Ethión técnico Acathión (Lifsa), (A-I)

Bovithión plus (BIVE), (A-I)

Ivermectina Ivomec (MSD Agvet), (Via S.C.) Únicamente como complemento. (36).

Si se lograra realizar el tratamiento local en algunas especies, el ixodicida recomendado sería el Negasunt polvo* (Bayer), que contiene Coumafós como principio activo.

La mayoría de los ixodicidas que son para aspersión, podrían ser usados para asperjar las instalaciones, a menos de que el método que se esté empleando para controlar las moscas sea útil para controlar también garrapatas.

Hablando por último del instrumental médico como posible vector, sería únicamente para tomar mayor cuidado en el manejo, esterilización y desinfección del mismo, ya que aunque sea un procedimiento que de rutina se lleva a cabo en la clínica del Zoológico, no se debe dar lugar a errores.

Para lograr el control de moscas se sugiere seguir el siguiente calendario:

a) En instalaciones: (dormitorios, paredes, techos, rejas, puertas, pilares, exterior de comederos y bebederos, etc.):

Tomando en cuenta que ambas especies de moscas vectores prefieren ciertas zonas, tales como paredes más iluminadas, piso y rejas cercanos a los animales, así como el excremento, se podrán utilizar simultáneamente dos métodos:

1.- Aplicación a dichas zonas (especialmente paredes porosas e iluminadas) de polvo humectable, que es aplicado con brocha, como Alfacrón 10 (Organofosforado); y

2.- Aspersión a las zonas dónde el anterior no puede aplicarse, como sobre o cerca del excremento, en rejas, tubos, piso, etc. con productos que contengan otro principio activo como

Neporex 50, K-Othrine, Alfadex o Solfac PH 10 (Piretrinas).

Otro método a seguir podría ser:

1.- Colocar en zonas cercanas a los animales y áreas iluminadas, platos con cebo granulado, como Snip o Mosca RIP (Organofosforados); y

2.- Aspersión a las instalaciones con los productos antes mencionados.

Dichos tratamientos de control deberán iniciarse antes de que comiencen las lluvias en primavera, y durante el verano hasta el principio del otoño, cuando la temperatura comienza a disminuir y las lluvias cesan.

En seguida se describe la forma cómo utilizar los productos recomendados:

Polvo humectable.-Se diluyen 250 grs. en 200 ml. de agua, o bien en 100 ml. de agua y 100 ml. de leche (la cual atrae más a las moscas); dicha dilución es útil para 200 m² de superficie en paredes. Debe aplicarse al 2% de las paredes, en forma de manchas pequeñas aplicadas con brocha; muchas manchas pequeñas son más efectivas que pocas manchas grandes. También puede untarse sobre tablillas, y colgar éstas en las áreas deseadas. La aplicación debe repetirse cada 6-10 semanas.

Cebos granulados.- 200 grs. de éstos son útiles para 100 m² de superficie. Se coloca en platos o pedazos de cartón previamente humedecido en agua o leche. Varios sitios con platos con pocos gránulos son mejor que pocos platos con muchos gránulos amontonados. Se debe reponer cada que el plato esté cubierto de moscas muertas.

Debe colocarse fuera del alcance de los animales y forrajes, ya que es tóxico; y debe manejarse con cuidado porque causa irritación de la piel.

Productos para aspersión.-

1) Alfadex: Se diluyen 25-50 ml. por cada 5 litros de agua, para asperjar 100 m². Para controlar moscas, es útil la dosis inferior. Util para asperjar paredes, techos, vigas, tubos, basureros, drenajes, coladeras, estercoleras y corrales. Debe tenerse cuidado ya que es tóxico para peces y abejas.

2) Neporex 50: Se diluyen 80 grs. por cada 20 lts. de agua, para asperjar 80 m²; y 20 grs. por cada 5 lts. de agua, para riego de 20 m². Puede asperjarse sobre el estiércol, ayuda a matar a las larvas de moscas, debajo de los comederos y bebederos y todas las zonas mencionadas anteriormente. Después de la primera aplicación, se recomienda un segundo tratamiento a las dos semanas. Posteriormente, se recomienda su aplicación cada 6 a 8 semanas.

3) K-Othrine: Se diluyen 10 grs. por cada litro de agua, para asperjar 33 m². Sirve para asperjar paredes, vigas, tubos, pisos, etc.

4) Solfac PH 10: Está indicado para controlar moscas, mosquitos, cucarachas, chinches, jejenes, pulgas y larvas de mosca en su sitio de cría. Se mezclan 20 grs. por cada 6.5 litros de agua para tratar 130 m² (se le puede agregar 200 grs. de azúcar). El tratamiento debe repetirse cada 3 meses en interiores y cada 3 o 4 semanas en exteriores. Para aplicar en estercoleros y basureros se mezclan 80 grs. por cada 40 litros de agua, para tratar 100 m². Es tóxico para peces, abejas y reptiles, debe evitarse su aplicación en depósitos de agua.

b). Sobre el animal:

Animales manejables.- Son a los que se les puede acercar o sujetar sin necesidad de anestésicos o arriesgarlos, y tanto a éstos como a los que se les someta a anestesia frecuentemente, por manejos ajenos a éste programa, se les aplicarán productos vía epicutánea (pour-on), que sean eficaces contra moscas y garrapatas a la vez, como Bayticol plus, Ectiban, o Ultimate; cada 30 días, durante los meses de verano. La dosis de la mayoría de dichos productos es de 10 ml. por cada 100 kg. de peso corporal.

Animales de difícil manejo.- Son los que no permiten que se les acerquen o sujeten sin que se estresen tanto que corran el riesgo de morir. Para éstos animales, el tratamiento es complicado, ya que aún la aspersión a cierta distancia se dificulta, pero es el único método posible, recomendándose para ellos baños de aspersión en su dormitorio, con productos como Asuntol 50, Ultimate baño o Neguvón (éste último es efectivo sólo para moscas, no se recomienda para

el control de garrapatas). Los primeros tratamientos se recomienda que sean frecuentes, con aproximadamente 10 días de separación durante dos o tres aplicaciones; posteriormente cada 21 días, en los meses de verano; y cada dos meses en el resto del año (ésto último sólo para el control de garrapatas).

Otra posibilidad es intentar acostumbrar a los animales a ver un saco espolvoreador o una cortina frente a su comedero o puerta de ingreso al dormitorio; para posteriormente poder utilizar los productos mosquicidas-garrapaticidas, sin necesidad de manipular a los animales para ese fin. Para realizar ésto, primero se colocará un costal o tiras de tela en el piso, a la entrada del dormitorio o cerca del comedero, y una vez que el animal esté familiarizado con el objeto, éste se irá elevando paulatinamente y acercádo a la zona dónde va a ser requerido, hasta que quede en el lugar y altura necesarios; sin que el animal lo considere un objeto extraño y se acerque a comer o ingrese a su dormitorio sin temor. Hasta entonces podrá ser impregnado del producto mosquicida-garrapaticida.

Tal vez, éste proceso tome tiempo, pero después ahorrará esfuerzo, dinero y stress innecesario, y será útil para mantener controladas éstas plagas durante mucho tiempo.

Para controlar a las garrapatas, varias de las técnicas y productos mencionados para controlar a las moscas, son útiles.

a). En instalaciones:

Debe ser en forma de aspersión, poniendo mayor atención a lugares con grietas, esquinas, bordes de los comederos y bebederos, entre rejas y bordes alrededor de los albergues. Los productos que se recomendaron para el control de moscas no garantizan su eficacia contra garrapatas, pero debido a su principio activo, se supone que sí son efectivos para ese fin. Si se desea, puede además aplicarse, en las zonas antes mencionadas, y en fechas distintas a las aplicaciones de los mosquicidas, algunos de los productos ixodicidas indicados para aspersión

de animales; pudiendo aplicarse durante todo el año, en periodos de 30 días, aún habiendo finalizado el periodo de aplicación de mosquicidas; ésto para romper el ciclo de la garrapata y posteriormente sólo enfocar las medidas de control a la época de mayor reproducción, durante primavera-verano.

b). Sobre los animales:

Será el mismo manejo utilizado para moscas, ya que los productos utilizados son, principalmente, garrapaticidas. La única excepción serán los animales manejables, a los cuales, después del periodo de control de moscas durante el verano, podrá aplicarse sólo en oídos, un producto garrapaticida tópico, Negasunt en polvo, junto con gotas de aceite para bebé, con un tiempo de separación más largo, de 60 días, ya que se pretende controlarlas todo el primer año.

Otra práctica muy importante en el control de éstos vectores, es el manejo adecuado del excremento y camas viejas, recolectando diariamente los desechos. Estos desechos son colocados cerca del Zoológico, y es recomendable fumigar el lugar periódicamente, con los productos recomendados anteriormente para aspersión; y siendo más constantes sobre ésta medida en el tiempo de calor.

Medidas de prevención para animales de nuevo ingreso.

Se trata de los animales que ingresan por primera vez al Zoológico Guadalajara, provenientes de otros parques y principalmente aquellos que vengan de zonas donde la Anaplasmosis no sea común y que por lo tanto carezcan de cualquier tipo de inmunidad que los pudiera proteger de una infección aguda.

Dichos animales deberán tratarse a su ingreso con un ixodicida pour-on, de los antes mencionados. A los 15 días de su llegada se les aplicará una dosis de imidocarb, ya que tiene un

período de eliminación de más de 28 días y reduce el riesgo de presentación de brotes. Se recomienda éste tratamiento a los 15 días de que el animal haya ingresado, para permitir al animal exponerse naturalmente al microorganismo y adquirir inmunidad natural.

Otra medida que podría tomarse con dichos animales, podría ser el uso de vacunas, pero esto sería entrar en un tema controversial; primeramente porque todas las vacunas existentes han sido creadas para su aplicación en el ganado bovino, y su efecto sobre otros rumiantes es aún desconocido; por lo tanto esto sería algo arriesgado y necesaria realizarse en conjunto con un trabajo de investigación completo en ésta área.

DISCUSION.

Debido a la gran discordancia entre los resultados aportados por los distintos laboratorios, se optó por adoptar aquellos que provienen de aquel con más experiencia en la materia, siendo los M.V.Z. y Q.F.B. del CENAPA los más especializados y experimentados con Anaplasmosis en frotis sanguíneos y en serología; sin descartar el trabajo realizado por los demás laboratorios.

Según los resultados obtenidos por el CENAPA, han sido muy pocas las especies que mostraron ser positivas a la presencia de *Anaplasma* o bien de anticuerpos contra ésta, indicando que la enfermedad prevalece en el área, pudiendo considerarse así un problema, pero sin saber si llega a ser un problema epidemiológico mayor; o tal vez sin ser un problema clínico tan importante como se sospechaba. Desgraciadamente ésto último no se puede comprobar muy fácilmente ya que debido a la dificultad del manejo de muchos de éstos rumiantes, es casi imposible tener un exámen físico completo del individuo enfermo y por ende se desconocen datos muy valiosos que en conjunto darían un diagnóstico definitivo de Anaplasmosis, tales como temperatura corporal, frecuencias cardíaca y respiratoria, presencia de palidez o ictericia, hemogramas completos, frotis sanguíneos y pruebas serológicas. Por dicho motivo, la mayor parte de los diagnósticos cuando este tipo de animales muestran enfermedad, se realiza por la observación a distancia (mientras dicho individuo no se muestre grave), casi siempre son presuntivos y el tratamiento se aplica también a distancia; en la mayoría de los casos se recolectan muestras de excremento, por ser el procedimiento más sencillo en dichos animales, para descartar la presencia de parásitos que pudieran ser la causa del cuadro clínico.

Relativo a las pruebas de serología, en éste caso desafortunadamente tampoco pueden ser concluyentes los reportes de negativo, debido a que la prueba es más bien aplicada para bovinos, ya que se usa cómo reactivo el factor sérico bovino (conglutininas bovinas) específicas para ésta especie.

Se reportaron también casos en dónde se había logrado recolectar sangre para realizar frotis, en dónde se observó la presencia de *Anaplasma sp.*, una ocasión en un laboratorio de la SARH y las veces posteriores en el laboratorio del mismo Zoológico; en todos ellos los animales mostraban signos de enfermedad, pudiendo o no haber sido el agente causal el *Anaplasma* observado; ya que en ningún caso se reporta el hemograma o los valores físicos del animal, ni la cantidad de *Anaplasmas* observados en el frotis. Esto último es importante, ya que en animales que cursan infección crónica se observan muy pocos eritrocitos parasitados, pudiéndose confundir con un falso negativo o con animales portadores sanos, puesto que se encuentran dentro de una zona endémica de la enfermedad y rodeados de establos con bovinos, algunos comprobados en el presente trabajo de ser portadores también del parásito. Además, muchos de los animales que aquí se albergan, provienen de zoológicos que se encuentran también en zonas endémicas de la enfermedad. Todos los animales reportados como positivos en el CENAPA, se encontraban en buen estado de salud al momento del muestreo, lo que puede indicar que son portadores sanos, y que pueden enfermarse a causa de otros microorganismos sin que el *Anaplasma* tenga que ver con el cuadro clínico que presenten, a pesar de portarlo. También se debe tomar en cuenta que sólo se han reportado infecciones naturales subclínicas en rumiantes silvestres, y sólo experimentalmente se ha logrado causar sintomatología clínica.

A raíz del presente trabajo surgió la duda de si es realmente *Anaplasma sp.* el agente causal de los problemas clínicos que se presentaron anteriormente en Zoológico, de los cuales por diversas causas se diagnosticó Anaplasmosis y algunos de dichos animales se recuperaron con tratamientos basados en tetraciclinas.

Al inicio del trabajo se consideraba un hecho el que *Anaplasma* causaba problemas clínicos e incluso bajas en la colección; y a pesar del trabajo realizado no se ha logrado comprobar lo anterior.

Por el momento se podría considerar al *Anaplasma* un problema vigente, por lo cual se tomarán las medidas necesarias para controlar los factores que la benefician y prevenir nuevos brotes.

Se necesita de precaución al poner en práctica las medidas de control, ya que no se desea crear una zona de inestabilidad en relación a los vectores, por lo que no se pretende erradicarlos, sino sólo controlarlos, para que los animales sigan estando en contacto con el microorganismo y mantengan su nivel inmunológico adecuado.

Aunque se comprobara que *Anaplasma* no causa bajas en la colección del Zoológico, sino que algunos animales son portadores crónicos asintomáticos, las medidas propuestas en éste trabajo no están de más, ya que los vectores de Anaplasmosis que se pretenden controlar son también vectores potenciales de muchas otras enfermedades, y no afectan sólo a los rumiantes.

La elección de los productos que se sugieren en el presente trabajo, para el control de los vectores, será realizada por el departamento administrativo y el personal clínico veterinario del Zoológico Guadalajara.

CONCLUSIONES.

1.- De los 58 individuos de diferentes especies que fueron muestreados, se reportaron positivos 12 animales por medio del CENAPA, con pruebas de serología y observación de frotis sanguíneos, de los cuales 7 eran bovinos albergados en el establo vecino al Zoológico.

2.- Los artrópodos identificados como vectores de Anaplasmosis fueron dos tipos de moscas chupadoras; Moscas de los establos (*Stomoxys calcitrans*) y Tábanos (*Tabanus sp.*), que fungen como vectores mecánicos.

3.- El programa propuesto es sencillo y aplicable, además de que contribuye a salir de la duda originada durante el mismo trabajo, sugiriendo métodos sencillos a seguir para diagnósticos posteriores con menor margen de duda.

4.- Si se llegara a comprobar que *Anaplasma sp.* causa infección aguda natural y muerte en rumiantes silvestres, el Zoológico Guadalajara podría ser de los primeros en reportar éste hecho, pues los reportes en artículos consultados mencionan infecciones agudas inducidas de manera experimental en dichos animales, más no en forma natural.

5.- El programa propuesto ayuda a controlar vectores tanto de Anaplasmosis como de otros microorganismos (rickettsias, trypanosomas, bacterias, entre otros) que podrían ser nocivos para la colección en general.

BIBLIOGRAFIA.

- 1.- ABOYTES, R., RODRIGUEZ, S. D., VEGA, C. A. Molecular Epidemiology of Bovine Anaplasmosis. Archives of Medical Research. Vol. 25.No.2.México 1994.
- 2.- AJAYI, S. A., OYETUNDE, I. L., OGBONNA, G. A., DIPEOLU, O. O. Bovine Anaplasmosis: Clinical, Haematological and Blood Biochemical Changes in Experimentally Infected Nigerian Cattle. Journal of Veterinary Research Institute. Vom. Nigeria. p.p. 1-6.
- 3.- ALVAREZ, J.A., CANTO, G. Cinética de Anticuerpos contra *Anaplasma marginale* en Becerras introducidos a una zona endémica. Memorias del Congreso Latinoamericano de Buiatría. Congreso Nacional de Buiatría. México. 1987.p.p. 412-414.
- 4.- AMERAULT, T.E. A review of the card test for Anaplasmosis. Journal of the American Veterinary Medical Association. No.153. 1968 p.p. 133-135.
- 5.- BARNER, R.D., MERCHANT, I. A. An outline of the Infectious Diseases of domestic animals. Third edition. 1964. U.S.A. Iowa State University Press.p.p. 386-389.
- 6.- BAYER. Boletín informativo del laboratorio, para Médicos Veterinarios. Ectoparasitoidas. Asuntol. Bayticol.p.p. 6-27, 103-116.
- 7.- BEDELL, D.M., SALTER, M. Clinical aspects of Anaplasmosis. The use of a combination of the therapeutic and immunological regimen in an Anaplasmosis epizootic. p.p. 217-219.

- 8.- BERENGUER, J.G. Atlas de parasitología. Ediciones Jover S.A. Barcelona 1974. Quinta edición. p.p. 1-20.
- 9.- BLOOD, D. C., HENDERSON, J. A., RADOSTITS, O. M. Medicina Veterinaria. Editorial Interamericana. Tomo 3. Sexta edición. 1993. p.p. 778-781.
- 10.- BOERO, J.J. Parasitosis animales. Tomo II y Tomo III. Editorial Universitaria de Buenos Aires. Segunda edición. Argentina. 1970. p.p. 226-237, 429-491.
- 11.- BOEVER, W.J., WALLACH, J.D. Diseases of exotic Animal, Medical and Surgical management. Editorial Saunders. U.S.A. 1983. p.p.283.
- 12.- DONOVAN, J.M., HART, L.T., LIU, C. OHRBERG, C., SEGER, C. A rapid staining procedure for *Anaplasma marginale* in bovine erythrocytes. American Journal of Veterinary Research. Vol. 45. No.10. p.p. 2143-2144.
- 13.- ECKBLAD, W.P., STILLER, D., WOODARD, L.F., KUTTLER, K.L. Immune responses of calves antigenically stimulated and challenge exposed with *Anaplasma marginale* during tick infestation or treatment with dexamethasone. American Journal of Veterinary Research. Vol. 45. No. 3. Marzo 1984. p.p. 431-436.
- 14.- ESPARZA, H.J. Suplemento B1. Subsecretaría de Ganadería. Dirección General de Salud Animal. México. p.p. 1-10.

15.- FALCON, M.R., ARANDA, M.M.E., SANCHEZ, Q.C., JIMENEZ, B.M.E. Evaluación de la aplicación diaria de enrofloxacin y oxitetraciclina en el tratamiento de Anaplasmosis aguda. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Dirección General de Fomento y Protección Pecuaria. Dirección de Salud Animal. Subdirección de Parasitología. Centro Nacional de Parasitología Animal. Departamento de Helminología y Protozoología. p.p. 2-28.

16.- GAINES, W.E. Insectos, plagas en la agricultura y sistemas para combatirlas. The Yearbook of Agriculture. Editorial Herrero S.A. México. 1965. Segunda edición. p.p. 752-759.

17.- GOFF, W., STILLER, D., JESSUP, D., MSOLLA, P., BOYCE, W., FOREYT, W. Characterization of an *Anaplasma ovis* isolate from Desert Bighorn sheep in Southern California. Journal of Wildlife Diseases. Vol. 29. No. 4. 1993. p.p. 540-546.

18.-HART, L.T., SCHNORR, K.L., SCHMEER, N., MORRIS, N.G., LUTHER, D.G., BARSTAD, P.A., TODD, W.J. Diagnostic serology for Anaplasmosis; an ELISA for large scale laboratory use, and a single-step immuno blot for field diagnostics. Proceedings of eight National Veterinary Hemoparasite Disease Conference. St. Louis, MO. Abril 1989.

19.- HOWE, D.L. Infectious diseases of wild mammals. Second edition. U.S.A. 1981. Iowa State. p.p. 407-412.

20.- KEEL, M.K., GOFF, W.L., DAVIDSON, W.R. An assesment of the role of White-tailed deer in the epizootiology of Anaplasmosis in the Southeastern United States. Journal of Wildlife Diseases. Vol.31. No. 3. 1995. p.p. 378-385.

- 21.- KOCAN, K.M., WICKWIRE, K.B., HAIR, J.A., EWING, S.A., BARRON, S.J. Percutaneous infection of nymphal *Dermacentor andersoni* with *Anaplasma marginale*. American Journal of Veterinary Research. Vol.47. No.8. Agosto 1986. p.p. 1662-1664.
- 22.- LINCOLN, S.D., ZAUGG, J.L. MAAS, J. Bovine Anaplasmosis: Susceptibility of seronegative cows from an infected herd to experimental infection with *Anaplasma marginale*.
- 23.- LOPEZ, F.S., Prevalencia de Anaplasmosis y Babesiosis en bovinos en el Municipio de Villa Comalatlán, Chiapas. Tesis Profesional. UNAM. México D.F. 1980.
- 24.- LOSOS, G.J. Infectious tropical diseases of domestic animals. International Development Research. Primera edición. Centre Canadá. 1986. p.p. 742-772.
- 25.- LUTHER, D.G., COX, H.U., NELSON, W.O. Comparisons of serotests with calves inoculations for detection of carriers in Anaplasmosis-vaccinated cattle. American Journal of Veterinary Research. Vol. 41. No. 12. Diciembre 1980. p.p.2085-2086.
- 26.- MAGONIGLE, R.A., RENSHAW, H.W., VAUGHN, H.W., STAUBER, E.H., FRANK, F.W. Effect of five daily intravenous treatments with oxitetraciline hydrochloride on the carrier status of bovine Anaplasmosis. Journal of the American Veterinary Medical Association. Vol. 167. No. 12. 1976. p.p. 1080-1083.
- 27.- MALLINCKRODT VETERINARY INC. Boletín Informativo para Médicos Veterinarios. Anaplasmosis disease profile. Safety studies conducted on Plazvax Anaplasmosis vaccine. 1994.

- 28.- MALLIS, A. Handbook of pest control. McNair Dorland Company. Fourth edition. U.S.A. 1964.
- 29.- MERCK & CO. Manual Merck de Veterinaria. Tercera edición. Editorial Centrum. 1988. p.p. 17-19.
- 30.- MORRIS, H., RISTIC, M., LYKINS, J. Characterization of opsonins eluted from erythrocytes of cattle infected with *Anaplasma marginale*. American Journal of Veterinary Research. Vol. 32. No. 8. 1971. p.p. 1221-1228.
- 31.- ORGANIZACION DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACION. Epizootiología de las enfermedades hemoparasitarias de los vacunos. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. Red de Cooperación Técnica entre laboratorios de Investigación y Diagnóstico Veterinario. Santiago, Chile. 1991. p.p. 7-27.
- 32.- OSORNO, M.B., SOLANA, P.M., PEREZ, J.M., LOPEZ, T.R. Study of an attenuated *Anaplasma marginale* vaccine in México- Natural challenge of immunity in an enzootic area. Department of Hemotropic Diseases of the Instituto Nacional de Investigaciones Pecuarías. Secretaría de Agricultura y Ganadería Km. 15.5 Carretera México-Toluca, Palo Alto, México.
- 33.- PARRODI, F., FRAGOSO, H., HINE, P.M., LOPEZ, M. Report on the results from a pen trial of cattle vaccinated with an *Anaplasma marginale* killed vaccine developed and produced by Mallinckrodt Veterinary Inc., commercially denominated Plazvax.

34.- PAULL, N.I., PARKER, R.J., WILSON, A.J., CAMPBELL, S.F. Epidemiology of bovine Anaplasmosis in beef calves in Northern Queensland. Australian Veterinary Journal. Vol. 56. Junio 1980. p.p. 267-271.

35.- PESQUEIRA, I.T. Fragilidad osmótica en eritrocitos de bovinos infectados con *Anaplasma marginale* y *Babesia bovis*. Tesis Profesional. UNAM. México D.F. 1980.

36.- PRONTUARIO DE ESPECIALIDADES VETERINARIAS PLM. Ediciones PLM S.A. de C.V. Decimocuarta edición. México. 1993-1994.

37.- QUIROZ, H. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Noriega Editores. UTEHA. Primera edición. México. 1994. p.p. 704-729, 758-802.

38.- RICHEY, E.J., BROCK, W.E., KLEWER, I.O., JONES, E.W. Resistance to Anaplasmosis after elimination of latent *Anaplasma marginale* infections. American Journal of Veterinary Research. Vol. 38. Febrero 1977. p.p. 169-172.

39.- RICHEY, E.J., PALMER, G.H. Bovine Anaplasmosis. The Compendium. Vol. 12. No. 11. Noviembre 1990. p.p. 1661-1665.

40.- RISTIC, M., McINTYRE, I. Diseases of cattle in the tropics, economic and zoonotic relevance. Martinus. 1981.

41.- RODRIGUEZ, O.N., ESPAINE, L., RODRIGUEZ, P., RIVAS, A. Nuevos aspectos en la investigación serológica de la Babesiosis y Anaplasmosis bovinas, mediante microtécnicas de fijación del complemento y aglutinación capilar. Revista Cubana de Ciencias Veterinarias. Vol. 9. No. 1. Enero-Junio 1978. p.p. 87-88.

42.- SAMUEL, W.M., WELCH, D.A., WLIKE, C.J. Wildlife Disease Review. *Dermacentor albipictus* (Acari, Ixodidae) on captive reindeer and free-ranging woodland caribou. Vol. IX. No. 4. 1990.

43.- SCHERING-PLOUGH ANIMAL HEALTH. Boletín Informativo para Médicos Veterinarios. Am.Vax. 1990.

44.- SCOTT, G.R. Diseases caused by Rickettsia. Handbook on animal diseases in the tropics. Cuarta edición. Baillière Tindall. London. p.p. 230-232.

45.- SIMPSON, C.F., KLING, J.M., LOVE, J.N. Morphologic and histochemical nature of *Anaplasma marginale*. American journal of Veterinary Research. Vol. 28. No.125. Julio 1967.

46.- SMITH, G.W., BOCK, R. Uso de la inmunización activa en la prevención de las enfermedades bovinas de Piroplasmosis y Anaplasmosis. Boletín Informativo. Wacol Tick fever Research Centre. 1991.

47.- SMITH, R.D. Current world research on ticks and tick-borne diseases of food producing animals. Interciencia. Vol. 2. No. 6. Diciembre 1977. p.p. 335-343.

48.- SOULSBY, E.J. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Editorial Interamericana. Séptima edición. 1987. p.p. 765-767.

49.- STAMM, G.W. Manual de Veterinaria. Editorial Continental. Tercera edición. 1958. p.p. 166-170.

50.- STEP, D.L., STEWART, N., BRIDDELL, J., FRANKS, P., HINE, P. New thinking on the management of Anaplasmosis. Mallinckrodt Veterinary Inc. U.S.A. Noviembre 1995. p.p. 2-8.

51.- TEARE, A.J., KARESH, W., MAYER, C.D., KREEGER, T. 1991. MedARKS. Animal Record Keeping System II. Veterinary Medical Records. Version 4.0. Second Edition. International Species Information System. 12101. Johnny Cake. Ridge Road. Apple Valley. MN. 55124.

52.- TIMMS, P., MCGREGOR, W., DALGLIESH, R.J. Tick fever vaccines... how they are made and how to use them. Queensland Agricultural Journal. November-December 1981. p.p.311-317.

53.- UDALL, D.H. Práctica de la Clínica Veterinaria. Salvat Editores. Tercera edición. 1962. p.p. 796-801.

54.- WELTER, C.J., WOODS, R.D. Preliminary evaluation of an attenuated *Anaplasma marginale* vaccine in cattle. Veterinary medicine/Small Animal Clinician. Agosto 1978. p.p. 798-802.

55.- WILSON, A.J., PARKER, R., TRUEMAN, K.F. Experimental immunization of calves against *Anaplasma marginale* infection: Observations on the use of living *Anaplasma centrale* and *Anaplasma marginale*. Veterinary Parasitology. No.7. 1980. Elsevier Scientific Publishing Company. Amsterdam. p.p. 305-311.

56.- WILSON, A.J., RONOARDJO, P. Some factors affecting the control of bovine Anaplasmosis with special reference to Australia and Indonesia. Research Institute for Animal Disease. P.O. Box 52. Bogor, Indonesia. Developments in Animal and Veterinary Science. No. 15. 1984. p.p. 121-128.

57.- WRIGHT, I.G. Immunodiagnosis of and immunoprophylaxis against the haemoparasites *Babesia sp.* and *Anaplasma sp.* in domestic animals. No publicado. p.p. 1-16.

58.- ZARAZA, H., KUTTLER, K.L. Comparative efficacy of different immunization systems against Anaplasmosis. Tropical Animal Health Products. No. 3. 1971. p.p. 77-82.