



Universidad Nacional del Nordeste

Facultad de Ciencias Veterinarias

Corrientes - Argentina

TRABAJO FINAL DE GRADUACIÓN
MÓDULO DE INTENSIFICACIÓN PRÁCTICA
OPCIÓN: CLÍNICA DE GRANDES ANIMALES

TEMA: Detección de *Trypanosoma* sp. con técnicas hematológicas, en búfalos de la provincia de Corrientes.

TUTOR EXTERNO: M.V. José Darío Alvarez

TUTOR INTERNO: Dra. Emilia Irina Martínez

RESIDENTE: NOCLAS, Hernán Gabriel

e-mail: hernanvet09@gmail.com

-AÑO 2023

ÍNDICE

RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN	2
OBJETIVOS	4
Objetivo general	4
Objetivos particulares	4
MATERIALES Y MÉTODOS	4
Técnicas	4
Micro hematocrito:	4
Frotis:	5
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	5
CONCLUSIÓN	10
BIBLIOGRAFÍA	11

RESUMEN:

Este trabajo tiene como objetivo diagnosticar hemoparásitos, principalmente *Trypanosoma sp.* en búfalos de la provincia de Corrientes a través de dos técnicas hematológicas, microhematocrito y frotis. Realizándose los extendidos de sangre por el método de Woo and Roger (1974). Los muéstros se llevaron a cabo en diferentes localidades de la provincia de Corrientes, donde se trabajó en cuatro establecimientos productores de búfalos, ubicados en San Luis del Palmar, General Paz, Goya y Riachuelo. Se obtuvieron 49 muestras de sangre periférica para la detección de hemoparásitos y hematocritos. Los análisis se realizaron en el laboratorio de Servicio de Diagnósticos Parasitológicos de la Cátedra de Enfermedades Parasitarias, FCV.- UNNE. Los hematocritos dieron un promedio de 37%, resultados dentro del rango normal para la categoría muestreada. En cuanto a los frotis el 100% de las muestras obtenidas han sido negativas, al igual que las muestras procesadas por la técnica de Woo and Roger. Se considera que la técnica de frotis sanguíneo es de baja sensibilidad para el diagnóstico de animales con bajas parasitemias, cuando no hay brotes de la enfermedad o en los animales que se encuentran en estabilidad enzoótica, por lo que los métodos de diagnósticos para establecer la presencia de alguno de los hemoparásitos en búfalos deberían incluir técnicas de mayor sensibilidad para determinar la presencia de los mismos como ser PCR y acompañarlos de técnicas serológicas para detectar la presencia de anticuerpos..

INTRODUCCIÓN:

Argentina posee actualmente la cuarta población bubalina del continente americano luego de Brasil, Venezuela y Colombia, encontrándose mayoritariamente concentrada en el subtrópico húmedo de la región del nordeste argentino (NEA), integrada por las provincias de Formosa, Corrientes, Chaco y Misiones (Crudeli *et al.*, 2014).

De acuerdo a los datos oficiales aportados por el Servicio Nacional de Sanidad Animal (SENASA) la población de búfalos en Argentina en el año 2014 es de 87.711 cabezas. De las 23 provincias que componen el territorio nacional existe población bubalina en 20 de ellas y solo en tres provincias del extremo sur argentino (Chubut, Santa Cruz y Tierra del Fuego) no se crían búfalos. Según categorías, la población bubalina del país se halla compuesta porcentualmente de la siguiente manera: búfalas (42,4%); bubillas (17,8%); bucerras (11,7%); bucerros (11,1%); bubillitos (7,3%); babillos (5,3%); búfalos (3,3%); butoritos (0,7%) y buey búfalo (0,4%) (Crudeli *et al.*, 2014).

La Provincia de Corrientes es la segunda en cantidad de búfalos, pero la primera en número de productores del país. Registra una población bubalina de 23.397 cabezas y 164 productores (SENASA, 2014). Si se contabilizan los establecimientos con producción bubalina se superan los 200 ya que algunos productores presentan una o más unidades productivas en la provincia. Los departamentos con mayor población bubalina son los de General Paz, Empedrado y San Miguel (Crudeli *et al.*, 2014).

Los búfalos son susceptibles a muchas de las enfermedades y parásitos que afectan al bovino, inclusive los hemoparásitos. Los de mayor importancia en esta especie son *Anaplasma sp.*, *Babesia sp.* y *Trypanosoma sp.*

Anaplasma marginale que es una rickettsia del genogrupo II de las Ehrlichias, que parasita los eritrocitos maduros del ganado bovino. Los búfalos que sobreviven a la anaplasmosis bovina aguda, después de una infección primaria, permanecen persistentemente infectados de por vida, independientemente de re-exposiciones a la rickettsia, sirviendo como reservorio para la transmisión de la enfermedad en el campo. Trabajos realizados han determinado que en establecimientos endémicos, hasta el 90% de los búfalos pueden ser positivos (Corona *et al.* 2012).

En América Latina se ha informado la presencia de las infecciones por *B. bovis* y *B. bigemina* en búfalos e incluso la ocurrencia de cuadros clínicos agudos, que incluyen aborto y hasta la muerte de animales infectados, se ha asociado estas infecciones con la infestación por la garrapata *Rhipicephalus microplus*, que es el vector de *B. bovis* y *B. bigemina*, la cual puede cumplir su ciclo en los búfalos (Benítez y Cetrá, 2018). En la Argentina trabajos realizados demostraron una prevalencia de *B. bovis* del 71.4% en Búfalos de agua (Obregón *et al.*, 2012).

La tripanosomiasis es una enfermedad hemoparasitaria causada por protozoos flagelados, cuya clasificación taxonómica corresponde al Philum : Protozoa, SubPhilum: Mastigophora, Clase: Zoomastigophora, Orden : Kinetoplastidae. Estos microorganismos son causantes de varias enfermedades en animales y humanos en áreas tropicales y subtropicales de los continentes Africano, Asiático y Americano. La característica principal de estos hemoparásitos es la presencia de una organela llamada “quinetoplasto” localizada en la base del flagelo que contiene el ADN mitocondrial (Vickerman, 1976). Existen seis especies de *Tripanosomas sp.* que afectan a los rumiantes y se encuentran localizados en la sección Salivaría, siendo las más importantes en América del Sur

Trypcmosomci vivax, *Trypcmosomci e vane i*, *Trypanosoma theileri* y en los equinos *T. equiperdum* (Aguilar Machado Santos Silva *et al.*, 2002).

Algunas de sus características morfológicas incluyen poseer núcleo, un flajelo y una mitocondria que integra el cuerpo; complejo cinetoplasto integrado por el ADN mitocondrial y cuerpo basal del flagelo, lo cual constituye la base de su aparato locomotor. La morfología de los tripomastigotes encontrados en el torrente sanguíneo son básicamente lancetados, con un cuerpo largo y plano. Cortado transversalmente es elíptico u ovalado y sus extremidades son cónicas. La multiplicación es por división binaria (Aguilar Machado Santos Silva *et al.*, 2002).

Los miembros del género *Trypanosoma* son parásitos digenéticos y cuyo ciclo de vida involucra a dos huéspedes. El huésped definitivo es un animal vertebrado y el huésped intermediario está representado por vectores hematófagos, algunos autores prefieren utilizar el término de inoculantes en lugar de vectores para referirse a la transmisión mecánica de los tripanosomas (Aguilar Machado Santos Silva *et al.*, 2002).

Los tripanosomas requieren de un vector para transmitirse de un animal a otro. En América los vectores más importantes son *Tabanus spp* las moscas *Stomoxys spp.* y las moscas de los establos (*Stomoxis spp.*) y por el uso de agujas hipodérmicas contaminadas en más de un animal durante campañas de vacunación o prácticas veterinarias. *T. evansi* también puede ser transmitido por vampiros, que sirven además como reservorio y como vector; este parásito puede ser transmitido directamente a través de la leche o durante el coito (Aguilar Machado Santos Silva *et al.*, 2002).

La enfermedad causada por los miembros del género *Trypanosoma* se caracteriza por presentar formas agudas, crónicas y subcrónicas, en las que el animal puede morir súbitamente. La sintomatología clínica del *trypanosoma evansi* se caracteriza por la aparición de fiebre, anemia, pérdida de peso corporal, edema y ocasionalmente trastornos locomotores (Aguilar Machado Santos Silva *et al.*, 2002).

Para el diagnóstico de esta enfermedad se pueden utilizar métodos directos como la punción de linfonódulos (principalmente el preescapular en bovinos), el frotis fino, la gota gruesa y la técnica de Woo y Roger (1974) del microhematocrito o Buffy Coat (capa (logística), la cual es 100 veces más sensible que el frotis fino de sangre por la concentración que se realiza como paso en el procesamiento siempre y cuando se procese dentro de las 24 a 36 horas de extraídas las muestras por la sobrevida de los *Trypanosoma*. Los métodos indirectos consisten en análisis serológicos a través de Inmunofluorescencia indirecta, ELISA, entre otros. La caracterización molecular a través de reacción en cadena de la polimerasa (PCR) es otra técnica importante en la identificación de los géneros y especies para el estudio epidemiológico de la enfermedad (Monzón *et al.*, 1995b).

OBJETIVOS:

Objetivo general

- Diagnosticar hemoparásitos, principalmente *Trypanosoma sp*, en búfalos de la provincia de Corrientes a través de técnicas hematológicas.

Objetivos particulares

- Obtener muestras de sangre de búfalos.
- Determinar el hematocrito
- Procesar las muestras mediante las técnicas de frotis fino
- Identificar microscópicamente la presencia de hemoparásitos en las muestras obtenidas.
- Relacionar las variantes con los posibles casos positivos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Las actividades del trabajo están enmarcadas dentro del proyecto de beca de Pregrado de Ciencia y Técnica que me fué otorgado por Resolución N° 459/20, a partir del 01-03-2021 al 01-03-2022. El cual estaba inserto en el Proyecto de investigación PI: 18B001, aprobado por Resolución N°1101/18.

Durante mi beca se visitaron 5 establecimientos productores de búfalos en los departamentos de General Paz, San Luis, Goya y Riachuelo de la provincia de Corrientes, donde se muestrearon 49 búfalos de entre 5 a 15 años. Desde el 01 de marzo del año 2021 al 01 de marzo del año 2022.

A los animales se les tomó una gota de sangre periférica para realizar un frotis de capa fina. También se llenó un tubo de microhematocrito con anticoagulante, el cual fue utilizado para determinar el hematocrito y para realizar el extendido de la capa flogística Técnica de Woo and Roger (1974). Todas las muestras fueron enviadas y procesadas en el Laboratorio de Servicios de Diagnósticos Parasitológicos de la Cátedra de Enfermedades Parasitarias, FCV-UNNE.

Técnicas:

- MICROHEMATOCRITO

Se introdujo el capilar en la muestra sanguínea con anti coagulante, hasta completar el 75% del mismo, posteriormente se tapó uno de los extremos con plastilina

y se centrifugó a 15.000 rpm por 5 minutos. Posteriormente se determinó el porcentaje con un lector de hematocrito.

- FROTIS

Se realizaron extendidos de sangre tanto con la gota de sangre fresca, como por el método del microhematocrito de Woo and Roger (1974) el cual consiste en procesar la muestra dentro de las 24 hs posteriores a la extracción y una vez centrifugado el microcapilar, se corta el mismo por encima de las células incluyendo la capa flogística y se realiza un frotis con el material, se fija y colorea con Giemsa al 10% para luego observar a 100x bajo microscopía.

RESULTADOS y DISCUSIÓN

Se tomaron muestras de cuatro establecimientos productores de búfalos en General Paz, San Luis, Goya y Riachuelo, provincia de Corrientes, siendo 49 las muestras obtenidas (Imagen N° 1).



Imagen N° 1: Establecimiento “Las Palmas”, San Luis, Corrientes. Búfalos en el corral pre-muestreo.

Los hematocritos obtenidos dieron un promedio del 37%, valor que se considera dentro del rango normal para la especie bubalina (Tabla 1). Koza (2020) demuestra que el hematocrito en esta especie es bastante variable, según edad y condición gestacional en las hembras bubalinas, pudiendo ir de 33% a 39%.

Establecimiento Coembá. N° de caravana.	% hto.	Establecimiento Las Palmas. N° de caravana.	% hto.	Establecimiento CIIAB	% hto.	Establecimiento Riachuelo	% hto.
F105	38	Búfala 1	28	Búfala 1	36	Búfala 1	39
F106	35	Búfala 2	32	Búfala 2	35	Búfala 2	37
F107	39	Búfala 3	37	Búfala 3	37	Búfala 3	39
W634	35	Búfala 4	35	Búfala 4	39	Búfala 4	38
W622	33	Búfala 5	37	Búfala 5	29	Búfala 5	37
1899	39	Búfala 6	39	Búfala 6	37	Búfala 6	35
K163	34	Búfala 7	32	Búfala 7	39	Bucero 7	39
A860	33	Búfala 8	36	Búfala 8	39	Bucero 8	39
V50	38	Búfala 9	35	Búfala 9	27	Bucero 9	37
V51	38	Búfala 10	33	Búfala 0	37		
BUCERRO	39	Bucero 11	35	Búfala 1	35		
BUCERRA	35	Bucero 12	36	Búfala 2	36		
BUCERRA B	35	Bucero 13	37	Búfala 3	38		
				Búfala 14	38		

Tabla N° 1: Animales muestreados con sus respectivos valores de hematocrito.



Para realizar el frotis se tomó una gota de sangre de punta de oreja (Imagen N°2), tanto para luego realizar el extendido insitu.

Imagen N° 2: Toma de muestra de sangre periférica en tubos capilares, para lectura del hematocrito.

Una vez remitido al laboratorio se procedió a realizar los pasos de la técnica, los cuales constaron de una fijación y luego coloración (Imagen N°3), para ser observados posteriormente a 100x.



Imagen N°3: Frotis sanguíneos coloreados, listos para ser observados bajo el microscopio con aceite de inmersión y 100X.

Para la Técnica de Woo se tomó sangre periférica, para luego centrifugarla en el laboratorio (Imagen N°4 y 5) y realizar la observación de la capa flojística.



Imagen N°4: Tubos capilares en centrifuga. **Imagen N°5:** Centrifugado a 15.000 rpm durante 5 minutos

Tanto el frotis como la técnica de concentración de Woo arrojaron resultados negativos para los hemoparásitos (Tabla N°2). Osorio (2001) nombra que esto se puede deber a varios factores, entre los que incluyen que durante la fase subclínica o asintomática de las enfermedades hemoparasitarias, los agentes patógenos se encuentran en muy bajas concentraciones en sangre periférica ya que tienen mayor predilección por los nodulos linfáticos, mucosa ocular y líquido cefalo espinal.

	Búfalos muestreados	Valor promedio de Hto.	Frotis resultado		Técnica de Woo and Roger n= resultado	
			n=		15	100% negativos
Establecimiento Las Palmas	13	35%	15	100% negativos	15	100% negativos
Coembá	13	39%	13	100% negativos	13	100% negativos
CIIAB	14	36%	14	100% negativos	14	100% negativos
Riachuelo	9	38%	9	100% negativos	9	100% negativos

Tabla N° 2: Establecimientos muestreados y cantidad de animales.

Corona (2012) determinó que en establecimientos bubalinos, endémicos a Anaplasmosis, hasta el 90% de los búfalos pueden ser positivos, dato obtenido por nPCR, pero por frotis solo el 9,6% de esos animales pudo ser detectado, ya que en los animales portadores la parasitemia fluctúa entre 10 y 10 El/ml de sangre (eritrocitos infectados por mililitro de sangre) y a través de la técnica del frotis sanguíneo se pueden detectar niveles de parasitemia, superiores a 10^6 .

En cuanto a Babesiosis, Obregón (2012) describe una prevalencia para *B. bovis* del 71.4% en Búfalos de agua en algunas zonas de la Argentina. Y concuerda con varios autores en que los búfalos son muy resistentes a la babesiosis y que generalmente padecen de forma subclínica. Por esta situación se considera que los búfalos sirven de reservorio a estos hemoparásitos, facilitando su propagación a los rebaños bovinos. El inconveniente para la identificación de animales portadores, es que los niveles de parasitemia permanecen muy bajos fuera de la etapa aguda de la enfermedad.

Cardona y Alvarez (2012) revisaron y coinciden que ambas enfermedades son las de mayor frecuencia dentro de los hemoparásitos en búfalos, siendo la anaplasmosis la más relevante. Cuando no cursan con la forma agua de anaplasmosis y babesiosis, prácticamente no hay sintomatología clínica y el valor del hematocrito es muy variable en búfalos parasitados, ya que se pudo observar que no siempre los animales positivos tienen una disminución del mismo.

En nuestro trabajo no pudimos detectar la presencia de ejemplares de *Trypanosoma sp.* en las muestras obtenidas por la técnica de frotis sanguíneos. Inclusive con la técnica de Woo y Roger (1974) del microhematocrito o Buffy Coat (capa flogística), la cual es 100 veces más sensible que el frotis fino de sangre por la concentración que se realiza como paso en el procesamiento siempre y cuando se procese dentro de las 24 a 36 horas de extraídas las muestras por la sobrevida de los tripanosomas.

Sabemos que el búfalo es susceptible a infectarse con *T. evansi*, ya que así lo demuestran estudios realizados en diferentes países. Lun (1992) lo describe en China, en Tailandia Lórh (1986) registraron abortos en búfalos por causa de *T. evansi* y en Filipinas Dargantes (2009) describe zonas de baja y de alta prevalencia de la enfermedad por *T. evansi* en búfalos variando de un 6% a un 100% la prevalencia en los mismos.

En cuanto a las infecciones por *T. evansi*, Monzón y Russo (1997) sostienen que en la Argentina, ocurren principalmente en caballos y al norte del país, donde hay aproximadamente 1,000,000 de caballos. Utilizando una prueba de anticuerpos de inmunofluorescencia (IFI) se estudiaron 800 sueros de caballos de 9 provincias en el norte de Argentina. La prevalencia fue: en Jujuy 35%, Corrientes 33%, Formosa 29%, Chaco 22%, Salta 12%, Santa Fé 10% y Santiago del Estero 8%. En Formosa entre 1983-1985 se detectaron 12 brotes por *T. evansi*, La prevalencia de la enfermedad en Formosa para los años 1983 a 1985 y según lo determinado por IFI, fue del 19,3%. Más recientemente, aparecieron 8 brotes de Mal de Cadeiras en 1993 y 2 nuevos en 1995.

Monzón (2010) reporta que los casos de tripanosomiasis en la Argentina fueron por encima del paralelo 30° donde las grandes poblaciones de tabanídos que pululan en la estación cálida (otoño y verano), especialmente en las zonas húmedas y proporcionan condiciones ecológicas favorables para la transmisión, sin embargo, hasta el momento no se han registrado casos de tripanosomiasis por *T. evansi* en búfalos.

Sin embargo, Monzón (2013) describe que en Brasil se reportaron brotes por *T. vivax*, que luego de irrumpir en la región semi-árida del noreste, desaparecieron luego de tres meses de su inicio, registrándose una rápida estabilidad enzootica al igual que en otras áreas del mismo país. En comparación con la onda epizoótica de la tripanosomosis bovina y búbalinas por *T. vivax* iniciada en Formosa - Argentina hacia finales del año 2006 que tuvo su mayor expresión en los años 2007 y 2008 con un 7,7% y 15% de animales infectados respectivamente; para descender gradualmente hasta hacerse indetectable por los métodos parasitológicos convencionales hacia el año 2012.

En Formosa, Monzón (2013) observó la evolución de la enfermedad en 7537 bovinos analizados, donde un 10% fueron infectados con *T. vivax* y la mayor frecuencia ocurrió en el primer y el segundo año de iniciada la onda epizoótica; con un 7% y 15% de positivos respectivamente; para descender a valores del 1% hacia el 4to y 5to año y 0% hacia el 6to año. También se demostró que entre los meses de noviembre a febrero se presentaron la mayoría de los brotes de la enfermedad, en coincidencia con la época de mayor precipitación de lluvias para la región; proliferación y abundancia de los dípteros tabanideos transmisores. Los síntomas clínicos de los animales con *T. vivax* por su carácter anemizante fueron similares al de otras enfermedades que se presentan en el Norte de Argentina tales como Babesiosis, Anaplasmosis, Gastroenteritis Verminosa, desnutrición y Enteque Seco producido esta última por la intoxicación con plantas tóxicas; situación que ameritan el diagnóstico diferencial con estas enfermedades.

Osorio (2008) y Desquesnes (1995) citan que la evolución del curso de esta enfermedad obedece a un conjunto de variables que dependen de: los parásitos, los agentes transmisores, la resistencia del hospedero, etc.; y en América del Sur a nivel poblacional tiende a presentarse como ondas epizoóticas con períodos de silencio para reaparecer al cabo de cierto tiempo.

Es así que Filippetti (2016), reportó en la provincia de Córdoba un brote por *T. vivax*, en relación a un aumento de la presencia de vectores en el área. Posteriormente y por los mismos motivos el SENAS A (2017) reporta el diagnóstico de la enfermedad en la localidad de Castellanos, Santa Fé.

La transmisión mecánica del *T. vivax* implica que el parásito en el vector no modifica su estructura antigénica a diferencia de lo que ocurre en la transmisión cíclica; situación que facilita al sistema inmune de los animales eliminar gradualmente la infección por agotamiento del repertorio antigénico variable y esto hace que sea indetectable por las técnicas hematológicas de observación directa, como lo describe Monzón (2008).

CONCLUSIONES

El trabajo se llevó a cabo con éxito, pudiendo tomar las muestras del ganado bubalino y el hecho de que todas resultaron negativas a *Trypanosoma sp.* puede ser que no estuvimos frente a un brote de la enfermedad.

Si bien estamos presente en una zona endémica de la enfermedad, para tener mejores resultados deberíamos recurrir a otros métodos más sensibles que consisten en la identificación molecular a través de reacción en cadena de la polimerasa (PCR), técnica importante en la identificación de los géneros y especies para el estudio epidemiológico de la enfermedad (Monzón *et al.*, 1995b).

Sabemos que el *T. vivax* fue reportado por primera vez en Brasil en las proximidades de la ciudad de Belém en 1972 y veinticinco años más tarde se lo detecta en la región del Pantanal produciendo elevada mortandad en rodeos de bovinos, para que once años más tarde llegue a la Argentina. En Formosa la enfermedad se extendió rápidamente en los búfalos y en menor medida en caprinos y ovinos. En forma simultánea ocurría la notable expansión de este tripanosoma en el vecino país de Brasil; en pequeños rumiantes, en bovinos de carne, de leche y también en equinos. Si bien actualmente la enfermedad se presenta en forma esporádica en la zona enzoótica del Pantanal, la presentación de brotes en las zonas indemnes provoca a lo largo del país grandes pérdidas en las principales especies. En base a este análisis epidemiológico y dada la características cíclicas de la presentación de enfermedad en América del Sur se sostiene que la enfermedad en Argentina se extenderá inevitablemente a regiones no endémicas con alta densidad ganadera como la Mesopotamia y la Llanura Pampeana donde en conjunto se alberga el principal stock ganadero bovino de Argentina contándose en esta región alrededor de 30 millones de bovinos (Rossanigo *et al.*, 2012) y 85.378 cabezas bubalinas, el 97% de la población bubalina nacional (SENASA 2014), además de una importante cantidad de otras especies sensibles como ovinos y cabras. Esta inmensa región ganadera de Argentina también está altamente infectada por dípteros tabanideos implicados como los principales vectores mecánicos en la transmisión del parásito (Monzón *et al.*, 2013).

Por lo tanto, utilizar las técnicas adecuadas es una herramienta fundamental para el estudio de esta enfermedad en zonas donde no ha sido reportada hasta el momento.

BIBLIOGRAFÍA

- Cardona-Álvarez, J.; Ensuncho-Hoyos, C. y Vergara-Garay, O. 2012. FRECUENCIA DE HEMATRÓPICOS EN TRES EXPLOTACIONES DE BÚFALOS (*Bubalus bubalis*) DEL DEPARTAMENTO DE CÓRDOBA, COLOMBIA. Revista Científica, FCV-LUZ / Vol. XXII, N° 6, 530 - 536.
- Corona, B.; Obregón, D; Martínez, S.; Espinosa, I.; Fonseca, A.H.; Roque, E. 2012. DETECCIÓN POR PCR DE *Anaplasma marginale* EN BÚFALOS DE LA REGIÓN OCCIDENTAL DE CUBA. Revista Salud Animal. Vol. 34 No. 1:11-18
- Crudeli, G.A.; Patiño, E.M.; Maldonado Vargas, P.; Konrad, J.L. 2014. PASADO, PRESENTE Y FUTURO DEL BÚFALO EN ARGENTINA Revista veterinaria 25(2): 140-145
- Dargantes, A.P.; Mercado, R.T.; Dobson, J.R. y Reid, S.A. 2009. ESTIMATING THE IMPACT OF TRYPAANO SOMA EVANSI INFECTION (SURRA) ON BUFFALOPOPULATION DYNAMICS IN SOUTHERN PHILIPPINES USING DATA FROM CROSS-SECTIONALSURVEYS. International Journal for Parasitology. 39 : 1109-1114
- Desquesnes, M.; La Rocque, S. y Peregrine, A.S. 1995. FRENCH GUYANAN STOCK OF *Trypanosoma vivax* RESISTANT TO DIMINAZENE ACETURATEBUT SENSITIVE TO ISOMETAMIDUM CHLORIDE. 60: 133-136.
- Filippetti, C.H.; Magnano, G.G.; Mació, M.N.; Fernández, J.; Macias, A.F. y Yoma, G. 2016. DESCRIPCIÓN DE UN CASO DE TRIPANOSOMIASIS BOVINA EN UN TAMBO. X^a Reunión Argentina de Patología Veterinaria 2016. FCV-UNL, Santa Fe, 24/08/2016. Rev. Méd. Vet., Buenos Aires, 2016, 97(3): 46.
- Koza, G.A., Mussart, N.B., Konrad, J.L, Hernando, J. 2020. VARIABLES MORFOMÉTRICAS, HEMATOLÓGICAS Y BIOQUÍMICAS DE BUBILLAS Y BÚFALAS GESTANTES Y NO GESTANTES, DEL NORDESTE ARGENTINO. Revista Veterinaria ISSN: 1668-4834
- Lóhr, K.F.; Pholpark, S.; Siriwan, P.; Leesirikul, N.; Srikitjakarn, L. y Staak, C. 1986. *Trypanosoma evansi* INFECTION IN BUFFALOES IN NORTH-EAST THAILAND. ABORTIONS. Trop. Anim. Hlth Prod. 18, 103-108
- Losos, G.J. (1986) TRYPANOSOMIASIS. In Infectious Tropical Diseases of Domestic Animals pp 183-263 1st Edn. Longman Scientific and Technical, Harlow

- Monzón, C.M, Jara, G.A., Hoyos, C.B , 1995b. DETERMINACIÓN DE LA SUPERVIVENCIA DE *Trypanosoma evansi* EN SANGRE DE EQUINOS, EMPLEANDO EL MÉTODO DEL MICROHEMATOCRITO. Rev. Sci. tech. Off. int. Epiz, 14 (3): 753-759.
- Monzón, C.M., Mancebo, O.A., Russo, A.M. 2008. Primera descripción de *Trypanosoma vivax* en Argentina. Vet.Arg. XXV (247): 492-498.
- MONZÓN C. M. 1-2, MANCEBO O. A. 1-2, GIMÉNEZ J. M.1yRUSSO A. M. 2013. EVOLUCIÓN DE LA TRYPANOSOMOSIS BOVINA POR *Trypanosoma vivax* EN FORMOSA (ARGENTINA). Años 2007-2012 y su potencial dispersión en el país. Rev. Ibero-Latinoam. Parasitol. 72 (1): 38-44
- Monzón, C.M.; Russo, A.M. 1997. EPIDEMIOLOGICAL REVIEW OF EQUINE TRYPANOSOMOSIS IN ARGENTINA. Proceedings of the first internet conference on Salivarian trypanosomes (FAO animal production and health paper 136) Tryplink-L discussion list 9-14 December 1996. Edited by: Roberto Aguilar M.S. Silva y Alberto M.R. Dávila © FAO 1997. ISBN 92-5-104006-0
- Monzón, C. M.; Mancebo, O. A. y Jiménez, J. N. 2010. Trypanosoma vivax EN BÚFALOS (BUBALUS BUBALIS) EN FORMOSA, ARGENTINA. *Vet. Arg.* Vol. XXVII N° 268 Agosto 2010.
- Obregón, D.; Sena Oliveirall, M.C.; TiziotoII, P.C.; Funnes, M.E.; Martínez, S.; Roque, E.; Fonseca, A.H.; Corona, B. 2012. DIAGNÓSTICO DE BABESIA BOVIS EN BÚFALOS DE LA REGIÓN OCCIDENTAL DE CUBA A TRAVÉS DE UN ENSAYO DE nPCR. Rev. . Revista Salud Animal. Vol. 34 No. 2 : 101-108
- Osório, R.; Alves, A.L.; Madruga, C.R.; Desquesnes, M.; Soares, C.O.; Ríos, L.R.; Ribeiro, S. Y Gonfalves Da Costa, C. 2008: *Trypanosoma (Duttonella) vivax: ITS BIOLOGY, EPIDEMIOLOGY, PATHOGENESIS, AND INTRODUCTION IN THE NEW WORLD - A review*. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 103 (1): 1-20.
- Rossanigo, C.E.; Araño, A.; Rodríguez Vazques, G. 2012. STOCK DE GANADO BOVINO. MAPAS DE EXISTENCIAS E INDICADORES GANADEROS. INTA- Servicio Nacional de Sanidad Animal (SENASA). 2012. <http://inta.gob.ar/documentos/stock-2012-del-ganadobovino.-mapas-de-existencias-e-indicadores-ganaderos>

- - Servicio Nacional de Sanidad Animal (SENASA). 2017. CASOS DE TRIPANOSOMIASIS BOVINA EN EL DEPARTAMENTO CASTELLANOS, SANTA FE. <http://www.senasa.gob.ar/senasa-comunica/noticias/casos-de-tripanatosomiasis-bovina-en-el-departamento-castellanos-santa-fe>
- Woo, P.T.K., Rogers, DJ. 1974. "A ST ATIC AL STUDY OF THE SENSINVITY OF THE HAEMATOCRIT CENTRIFUGE TECHNIQUE IN THE DETECCCTION TRYPANSOMES IN BLOOD". Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg. 58: 319-326.