

ESTUDIOS CITOGENÉTICOS EN VENADOS COLA BLANCA EN COLOMBIA

En Colombia, existe el primer reporte de cromosomas bandeados en el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) realizado por Barragán *Et al.* (2002).⁴

En este estudio, el número cromosómico ($2n=70$) y el número fundamental ($NF=74$) encontrados para el venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*), coincide con los datos reportados por Fontana & Rubini (1990),⁹ pero presenta diferencias en cuanto al $NF=70$ reportado por otros autores.^{2, 12} Además, se sugiere un arreglo de cromosomas, para esta especie, distribuidos en cinco grupos: A. Cromosomas submetacéntricos: par autosómico 1; B. Cromosomas telocéntricos grandes: pares 2 al 9; C. Telocéntricos medianos: pares 10 al 27; D. Telocéntricos pequeños: pares 28 al 34 y E. Cromosomas metacéntricos: cromosoma X y Y. Se describen los patrones de bandas cromosómicas G, R, C y NOR para esta especie.⁴

En la mayoría de los venados sudamericanos,^{3, 21} se reporta la presencia de las bandas NOR en los dos pares de autosomas telocéntricos de mayor tamaño, similar a lo encontrado en este trabajo para el venado cola blanca, confirmándose el alto grado de conservación que tienen estas bandas en la familia *Cervidae*. La presencia de satélites en las regiones teloméricas de uno o los dos cromosomas del par dos (2), también ha sido reportada en el par autosómico acrocéntrico de mayor tamaño en otros artiodáctilos.^{15, 26}

En el trabajo de Barragán *Et al.* (2002),⁴ es claro que el cariotipo del venado cola blanca presenta un alto grado de conservación dentro de los cérvidos y se confirma que junto con el *Odocoileus hemionus* y el *Pudu pudu* son las especies americanas de la familia *Cervidae* que aún poseen el cariotipo primitivo.^{9, 35}

BIBLIOGRAFÍA

1. Alberico M, Cadena A, Hernández J y Muñoz Y. Mamíferos (Synapsida:Theria) de Colombia. Biota Colombiana, 1: 58: 62, 2000.
2. Baccus R, Ryman N, Smith M, Reurte wall C y Cameron D. Genetic Variability and Differentiation of Large Grazing Mammals. Journal of Mammalogy. 64 (1): 109 – 120, 1983.
3. Barbanti J. Biología y Conservación de Cérvidos Sur Americanos: *Blastocerus*, *Ozotoceros* y *Mazama*. Fundacao de Estudos e Pesquisas em Agronomia, Medicina Vetrinária e Zootecnia (FUNEP). Brazil, 2 – 173, 1997.
4. Barragán K, Jiménez L y Sánchez C. Caracterización Cromosómica en Venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*) en Cautiverio. Tesis de grado. Laboratorio de Citogenética, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Colombia. 2002.
5. Bernard J. Citogenética de Poblaciones. Editora Universidad de Sao Paulo. Brasil. 77 – 81, 1980.
6. Benirschke K and Kumamoto A. Mammalian Cytogenetics and Conservation of Species. Journal of Heredity, 82: 187 – 191, 1991
7. Buckland R and Evans H. Cytogenetic Aspects of Phylogeny In the *Bovidae*. Cytogenetics and Cell Genetic, 21: 42 – 63, 1978.
8. Carr S, Ballinger S, Derr J, Blankenship L and Bickham J. Mitochondrial DNA Analysis of Hybridization between Sympatric White Tailed Deer and Mule Deer en West Texas. Proc. Natl, Acad. Sci. 83: 9576 – 9580, 1986.
9. Fontana F and Rubini M. Chromosomal Evolution in *Cervidae*. Abstract: Biosystems, 24 (2): 157 – 174, 1990.
10. Galindo C. El Venado de la Sierra Madre Occidental. Ecología, Manejo y Conservación. Primera edición. Edicusa – Conabbio. Mexico, pp. 186 – 190, 1998.
11. Gallagher D and Womack J. Chromosome Conservation in the *Bovidae*. Journal of Heredity, 83: 287 – 290, 1992.
12. Gallagher D, Derr J and Womack J. Chromosome Conservation Among the Advanced Pecorans and Determination of the Primitive Bovid Karyotype. Journal of Heredity, 85: 204 – 210, 1994.
13. Gibson J. A Creationist View of Chromosome Banding and Evolution. Origins. 13 (1): 9 – 35, 1986.
14. Gonzalez JA, Bueno ML and Forero JE. Caracterización Cromosómica de dos Especies Icticas Nativas; Guapucha (*Grundulus bogotensis*) y Capitán (*Eremophilus mutisi*) de la Sabana de Bogotá. Acta Biológica Colombiana, 7: 45 - 59, 1990.
15. Hsu T and Benirschke K. Atlas of Mammalian Chromosomes. Vol. 3, Folio 43, 1967.

16. Jiménez L. La Citogenética en Medicina Veterinaria. Universidad Nacional de Colombia, FMVZ. Bogotá, pp. 13 – 120, 2000.
17. Limings S, Yinging Y and Xingsheng D. Comparative Cytogenetics Studies on the Red Muntjak, Chinese muntjak, and Their F1 Hybrids. Abstract. Cytogenetic and Cell Genetic, 26 (1); 22 – 27, 1980.
18. Long S. Centric Fusion Translocations in Cattle: A Review. Veterinary Record, 116: 516 – 518, 1985.
19. López-Arévalo H. Estudio Poblacional del Venado Cola Blanca (*Odocoileus virginianus*) en el Páramo del Parque Nacional Natural Chingaza. Proyecto, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, pp. 1 – 13, 2001.
20. Madriz M y Muñoz G. Análisis Cromosómico del Ganado Criollo Venezolano. Acta Científica Venezolana, 42: 266 – 269, 1991.
21. Mayr B, Krutzler J, Aver H, Kalat M and Schleger W. NORs, Heterochromatin, and R-Bands in Three Species of *Cervidae*. The Journal of Heredity, 78: 108 – 110, 1987.
22. Mayr B, Rab P and Kalat M. NOR's and Counterstain Enhanced Fluorescence Studies in *Cypridae* of Different Ploidy Level. Genetica, 69: 111 – 118, 1986.
23. Muir P, Semiadi G, Asher G, Broad F, Tate M and Barry T. Samba Deer (*Cervus unicolor*) x Red Deer (*Cervus elaphus*) Interspecific Hybrids. Journal of Heredity, 88: 366 – 372, 1997.
24. Nicholas FW. Genética Veterinaria. Edit. Acirbia, S.A. España. pp. 109 – 142, 1987.
25. O'Brien SJ. Genetic and Phylogenetic Analyses of Endangered Species. Annu. Rev. Genet, 28: 467 – 489, 1994.
26. Petit P and Meurichy W. On the Banding Patterns of the Chromosomes of the *Pudu pudu* (PUDU). Ann. Genet, 32 (3): 141 – 143, 1989.
27. Qumsiyeh and Baker R. Comparative Cytogenetics and the Determination of Primitive Karyotypes. Cytogenetics and Cell Genetics, 47: 100 – 103, 1988.
28. Rabinovich J, Robinson J y Redford K. Uso y Conservación de la Vida Silvestre Neotropical. Fondo de Cultura Económica. México, pp. 23 – 55, 1997.
29. Rubio H, Ulloa, A y Campos C. Manejo de la Fauna de Caza, una Construcción a Partir de lo Local. Fund. Natura, MinAmbiente, ICANH. Colombia, pp. 19 – 39, 2000.
30. Scherthan H and Arnason U. Localization of Cloned, Repetitive DNA Sequences en Deer Species and Its Implications for maintenance of Gene Territory. Abstract. Hereditas, 112 (1): 13 – 20, 1990
31. Spotorno F, Brum N and Di-Tomaso M. Comparative Cytogenetics of South American Deer. Cytogenetics of South American Deer. Feldiana Zoology, 39: 473 – 483, 1987
32. Stewart I, Pearce P, Moore G and Fennessy P. Freemartinism in Red Deer (*Cervus elaphus*). Cytogenetic Cell and Genetic, 54: 58 – 59, 1990.
33. Vassart M, Greth A, Durand V and Cribiu E. Chromosomal Polymorphism in Sand Gazelle *Gazella subgutturosa*. Journal of Heredity, 84: 478 – 481, 1984.
34. Vaughan C. y Rodríguez M. Ecología y Manejo del Venado Cola Blanca en México y Costa Rica. Editorial de la Universidad Nacional. Heredia, Costa Rica. 1994.
35. Yang F, O'Brien S, Wienberg J, Neitzel H, Lin C and Ferguson M. Chromosomal Evolution of the Chinese muntjac (*Muntiacus reevesi*). Chromosoma. 106: 37 – 43, 1997.

DESMODUS ROTUNDUS (CHIROPTERA: PHILLOSTOMIDAE) COMO VECTOR Y RESERVORIO DE TRYPANOSOMA EVANSI Y TRYPANOSOMA EQUIPERDUM EN AMÉRICA LATINA

Rojas A

Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional, Heredia, Costa Rica.
Correo electrónico: jarch@costarricense.cr

Resumen. Esta revisión bibliográfica trata acerca del papel que juega el murciélago vampiro (*Desmodus rotundus*), como vector mecánico y reservorio de *Trypanosoma evansi* y *T. equiperdum* en América Latina.

Palabras clave. *Desmodus rotundus*, murciélago vampiro, *Trypanosoma evansi*, *T. equiperdum*, vector mecánico, reservorio.

***Desmodus rotundus* (Chiroptera: Phyllostomidae) as Vectorial and Reservoir of *Trypanosoma evansi* and *Trypanosoma equiperdum* in Latin America**

Abstract. In Latin America, the common vampire bats (*Desmodus rotundus*) play the role of mechanical vector and reservoir of *Trypanosoma evansi* and *T. equiperdum*. This article is a bibliographic revision about this theme.

Key words. *Trypanosoma evansi*, *T. equiperdum*, *Desmodus rotundus*, vampire bat, mechanical vector, reservoir.

INTRODUCCIÓN

Los murciélagos se han descrito como portadores de diversos parásitos que causan enfermedades de importancia humana y veterinaria, tales como *Babesia* spp, *Trypanosoma* spp y *Plasmodium* spp.^{5, 10, 15}

Es bien conocido que *D. rotundus* es transmisor del vi-

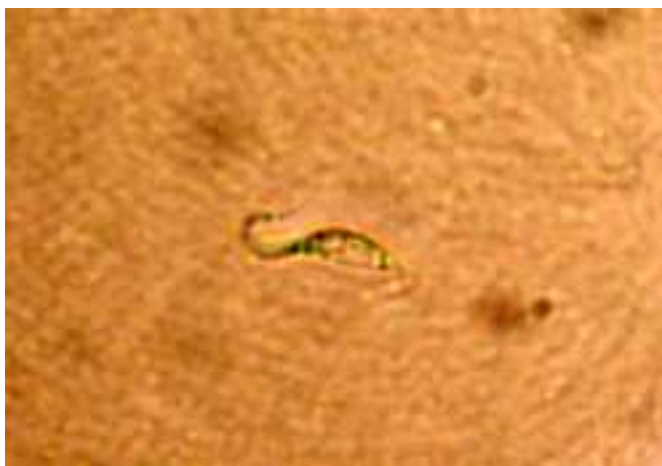


Figura 1. Epimastigoto de *Trypanosoma* sp, aislado de un *D. rotundus*.

rus de la rabia, y se cree que también del virus de la encefalitis equina.¹¹

Además, en él se han encontrado diversas especies de tripanosomas, algunas de las cuales han sido descritas por primera vez, como es el caso de *Trypanosoma pes-soai*,^{4, 9, 15} así como otras que juegan un papel importante ya que causan diversas patologías tanto en humanos como en animales; entre estas están *T. cruzi*, *T. equiperdum*,⁹ y *T. evansi*.^{6, 9} En el caso específico de *T. evansi* y *T. equiperdum*, este murciélago actúa como su reservorio y vector mecánico.^{1, 6, 13, 14} (Figura 1).

ECOLOGÍA DEL *DESMODUS ROTUNDUS*

El murciélago vampiro (*Desmodus rotundus*) pertenece al orden *Chiroptera* y a la familia *Phyllostomidae*, ha sido reportado en zonas áridas y húmedas del trópico y subtrópico.⁷

Se distribuye desde el Norte de México hasta el Norte de Chile, Argentina y Uruguay; también ha sido reporta-

do en las Antillas menores (Trinidad y Surinam). Se le suele encontrar cerca de las zonas ganaderas, desde los 0 a los 2050 metros sobre el nivel del mar, aunque rara vez es visto por encima de los 1200.⁷

Es un mamífero altamente especializado por ser hematófago, se alimenta principalmente de animales de talla grande, tanto domésticos como silvestres; eventualmente puede llegar a morder al ser humano.²

En las hembras ocurre menstruación similar a la que ocurre en primates y humanos; en promedio ocurre un ciclo cada 2 meses. La gestación dura cerca de 7 meses y la principal época reproductiva en los trópicos ocurre durante la estación lluviosa.^{8, 18}

Durante el primer mes de vida la alimentación es a base de leche, al cuarto mes los recién nacidos acompañan a sus madres en la cacería, y a los seis meses ya son hematófagos.¹⁸ (Figura 2).

ETIOLOGÍA

T. evansi es generalmente monomórfico, asumiendo una forma delgada. Los tripanosomas miden entre 14-33 µm de longitud, con un ancho de 1,5 - 2,2 µm. Estos



Figura 2. Murciélago vampiro común (*Desmodus rotundus*).

poseen un flagelo libre y un kinetoplasto subterminal. Formas Diskinetoplásticas suelen observarse después de largo tiempo de cultivo *in vitro*.

T. equiperdum, posee la misma forma y medidas de *T. evansi*, la diferenciación debe basarse en métodos moleculares; sin embargo, los signos clínicos que producen y las especies de animales que afectan, son distintas (Tabla 1).

Ambos tripanosomas se reproducen en sus hospedadores por fisión binaria longitudinal.¹

EPIDEMIOLOGÍA

En las zonas tropicales de América Latina, *T. evansi* y *T. equiperdum* son transmitidos por dípteros hematófagos y por murciélagos vampiros; estos protozoarios son inoculados primeramente hacia el huésped por medio de dípteros hematófagos.¹ Posteriormente, cuando un murciélago vampiro se alimenta de una animal infectado, este también adquiere la infección; el parásito pasa a la sangre del hematófago (debido a que la membrana de la mucosa oral no actúa como barrera contra los tripanosomas),¹² en donde se multiplica aproximadamente por un período de un mes, luego del cual pasa de nuevo a la mucosa oral en donde el murciélago los transmite

Tabla 1. Signos clínicos y especies afectadas por *T. evansi* y *T. equiperdum*

Tipo de tripanosoma	Signos clínicos	Especies afectadas
<i>T. evansi</i>	Fiebre, anemia, emaciación, edema, caquexia y alargamiento de los nódulos linfáticos	Equinos, bovinos, caninos, felinos, caprinos y suinos; así como animales silvestres entre los que se incluyen venados, búfalos, camellos, tigres y elefantes asiáticos
<i>T. equiperdum</i>	Hinchazón y edema de los órganos genitales, fiebre, anemia y signos neurológicos	Equinos solamente

cuando muerde a algún hospedador susceptible. Estos quirópteros, también pueden adquirir la infección por medio de otros insectos hematófagos, así algunos autores comprobaron la presencia de tripanosomas en el intestino y piezas bucales de *Phlebotomus vespertilionis*.^{3, 17} Por lo menos un autor propone que dípteros hematófagos del género *Strebla*, parásitos obligados de los murciélagos (*Trichobius parasiticus* y *Strebla wiedenmani* en el caso específico de *D. rotundus*), podrían jugar un papel importante en su transmisión.¹² Por otro lado, *Panstrongylus rufoturculatus* (transmisor de *T. cruzi*), ha sido encontrado en cuevas en donde *D. rotundus* habita.¹⁶

También se ha propuesto la transmisión por contacto directo debido al comportamiento social de estos mamíferos.⁶

Ambos tripanosomas (*T. evansi* y *T. equiperdum*) han sido aislados de *D. rotundus* y la transmisión mecánica ha podido demostrarse; además, la distribución epidemiológica de ambos tripanosomas concuerda con la distribución geográfica de esta especie de murciélago.^{9, 13, 14}

DIAGNÓSTICO

La presencia de *T. evansi* y *T. equiperdum* está basada en la demostración del parásito en sangre por medio de frotis sanguíneo, antígenos parasitarios y/o anticuerpos contra los tripanosomas.

Para la obtención de sangre, esta se puede llevar a cabo en la vena del ala o por medio de punción intracardiaca (Figura 3).

Las técnicas hasta el momento utilizadas para en la demostración del parásito por medio de antígenos parasitarios y/o anticuerpos son: centrifugación de hematocrito, cromatografía con Dae-celulosa, inoculación de ratones de laboratorio, ELISA y PCR con ADN tripanosomal.

También existe el cultivo, el cual se realiza inoculando sangre en medio mínimo esencial (MEM) con sales de Earle y suplementado con suero equino por un período



Figura 3. Obtención de una muestra de sangre por medio de punción intracardiaca.

mínimo de seis semanas.¹

TIPOS DE TRIPANOSOMAS AISLADOS DE DESMODUS ROTUNDUS EN AMÉRICA LATINA

Las especies de Tripanosomas aisladas de *D. rotundus* son muy diversas, y no sólo se restringen a *T. evansi* y *T. equiperdum* (Tabla 2).

Otras protozoarios como *T. cruzi*, también han podido ser aislados en este murciélago.

En el caso de *Trypanosoma pessoai*, este protozoo fue aislado por primera vez en este tipo de mamífero.^{4, 9, 15}

Debido a que poco se conoce acerca del potencial zoonótico de la mayoría de los tripanosomas es necesario la elaboración de más estudios al respecto en especial acerca del grupo de los Tripanosomas similares a *T. cruzi*, debido ya que este último es causante del Mal de Chagas en América Latina.⁶

Tabla 2. Especies de Tripanosomas aislados de *D. rotundus* en América Latina. (Tomado y adaptado de Ubelaker *et al.*, 1977).

Tipo de Tripanosoma	País en que se aisló	Importancia médica y/o veterinaria
<i>Trypanosoma evansi</i>	Panamá y Colombia	Veterinaria
<i>Trypanosoma equiperdum</i>	Argentina	Veterinaria
<i>Trypanosoma pes-soai</i>	Brasil y Colombia	Desconocida
<i>Trypanosoma sp</i>	Brasil y Costa Rica	Desconocida
<i>Trypanosoma cruzi</i>	Colombia	Médica y Veterinaria
<i>Trypanosoma cruzi</i> (similar)	Colombia y Panamá	Desconocida

REFERENCIAS

- Brun R, Hermann H and Zhao-Rong L. *Trypanosoma evansi* and *Trypanosoma equinum*: distribution, biology, treatment and phylogenetic relationship (a review). *Vet. Parasitol.* 79: 95-107, 1998.
- Carrillo E, Grace W y Sáenz J. Mamíferos de Costa Rica. Editorial INBIO. Costa Rica, 1999.
- McConnell E and Mireya C. Trypanosomes and other microorganism from Panamanian *Phlebotomus* sandflies. *J. Parasitol.* 50: 523-528, 1964.
- Deane LM and Washington W. *Trypanosoma pessoai* n. Sp., in vampire bats *Desmodus rotundus* from the state of Sao Paulo, Brazil. *Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo.* 5: 65-169, 1963.
- Heart D. *Chiroptera* (Bats). In: Fowler EM and Miller E (Eds.). *Zoo and Wild Animal Medicine*. 5th ed. Saunders Company. USA, pp.322 and 332, 2003.
- Grisard EC, Sturn NR and Campbell A. A new species of trypanosome, *Trypanosoma desterrensis* sp. N., isolated from South American bats. *Parasitol.* 127: 265-271, 2003.
- La-Val R. y Rodríguez B. Murciélagos de Costa Rica. Editorial INBIO. Costa Rica, 2002.
- Lord DR. Seasonal reproduction of vampire bats and its relation to seasonality of bovine rabies. *J. Wild. Diseases.* 28: 292-294, 1992.
- Ubelaker JE, Robert DS and Donald WD. Endoparasites. In: Baker RJ, Jones JK, Carter DS and Robert J (Eds.). *Biology of bats of the New World, family Phyllostomidae*. Volume 2. Special publications of Musseum of Texas Tech University. Texas, USA, pp. 7 – 56, 1977.
- Marinkelle JC. *Babesia* sp in Colombian bats. *J. Wild. Diseases.* 32: 534-535, 1996.
- Contantine DG. Geographic traslocation of bats: know and potencial problems. *Emergencing Infect Diseases.* 9: 17-21, 2003.
- Hoare CA. Subgenus *Trypanozoom* In: Hoare CA (Ed.). *The Trypanosomes of mammals: a zoological monograph*. Blackewll Scientific Publications. UK, Oxford, pp. 574 – 577, 1972.
- Dávila AM, Silva RA and Jansen AM. 1999. Dynamics of *Trypanosoma evansi* outbreaks in the Pantanal, Brasil [Online]. <http://www.fao.org/docrep/W5781e06.htm> [2 Feb, 2004].
- Monzón C. M and Russo M. A. Epidemiological review of equine Trypanosomiasis in Argentina [Online]. <http://www.fao.org/docrep/W5781e03.htm> [17 Dic, 2003].
- Marinkelle CJ and Duarte CA. *Trypanosoma pifanoi* n. sp. From Colombian bats. *J. Prptozool.* 15: 621-627, 1968.
- Wolff M and Castillo D. Domiciliation trend of *Panstrongylus rufotuberculatus* in Colombia. *Men. Inst. Oswaldo. Cruz.* 97: 297-300, 2002.
- Mc Connell E and Correa M. Trypanosomes and other microorganisms from Panamanian *Phlebotomus* sandflies. *J. Parasitol.* 50: 523-528, 1964.
- Anderson R and Mulheisen M. *Desmodus rotundus* (vampire bat) [Online]. http://www.animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Desmodus_rotundus.html [3 Mar, 2004].

GEAS eLista

Lista para el intercambio de información relacionada con la fauna silvestre y no convencional. Del Grupo de Estudio de Animales Silvestres (GEAS), una división de la Unidad de Rescate y Rehabilitación de Animales Silvestres (URRAS). Correo electrónico: GEAS@email.com, Teléfono: 3165044 (Bogotá - Colombia). En Internet:

www.elistas.net/lista/geas



1º CONGRESO INTERNACIONAL DE MEDICINA Y APROVECHAMIENTO DE FAUNA SILVESTRE NEOTROPICAL

La Asociación de Veterinarios de Vida Silvestre (V.V.S.) invita a los interesados en presentar trabajos para el evento a presentarlos antes del **29 de abril** de 2005.

Requisitos para la presentación de trabajos:

Para la revisión de los trabajos, los interesados en presentar conferencias magistrales o pósteres deben enviar el documento con título (máximo 15 páginas tamaño carta, Arial 12), autor(es), palabras claves y resumen (máximo 300 palabras, Microsoft Word, Arial 12), al igual que su correo(s) electrónico(s) y/o direcciones para contacto de los expositores, indicando la modalidad de la presentación (conferencia o póster). El resumen debe sintetizar objetivos, métodos, resultados, y conclusiones más relevantes.

El comité Científico Académico del congreso aceptará o rechazará los trabajos presentados.

Respuesta de Aprobación de trabajos: **20 de Mayo del 2005**

Solamente se recibirán trabajos en español y portugués. Las modalidades de envío son las siguientes:

Por medio de correo electrónico en archivo adjunto en cualquier versión de Microsoft Word, a revirex_fmvezbog@unal.edu.co, indicando en el asunto: congreso fauna.

En impresión de papel blanco tamaño carta con una copia en medio digital en formato Microsoft Word a la dirección: Ciudad Universitaria, (Carrera 30 No. 45 - 03), Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Unidad de Extensión, Comité Académico Científico, Congreso Fauna.

Costo de inversión (antes del 15 de julio):

- Estudiantes \$130.000 (U\$ 50)
- Profesionales \$ 180.000 (U\$ 70)

Las consignaciones se deben realizar a nombre del fondo especial de la FMVZ, Universidad Nacional de Colombia Cuenta de Ahorros No. 01272004-1 Banco Popular. El pago con tarjeta de crédito se puede realizar a partir del mes de mayo.

Inscripciones: Las inscripciones se realizarán una vez cancelado el valor del Congreso en la oficina de extensión de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia o vía Fax al (57-1) 3155575.

MAYORES INFORMES: Red Virtual de Extensión

Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia. Teléfonos: (57-1) 3165000 Ext. 15331 - 15379. Fax: (57-1) 3165575.

