

Infección de *Rattus rattus* por *Trypanosoma cruzi* como indicador del control vectorial en Arequipa, Perú

Ayaqui, R.; Ruelas, N.

Depto. Microbiol. y Patología, Fac. Med. Univ. Nac. Arequipa, Perú. Presentado al Congreso Lat. Parasitol. 2017, Santiago, Chile. E-mail: rayaqui@unsa.edu.pe

Resumen

Ayaqui, R.; Ruelas, N.: Infección de *Rattus rattus* por *Trypanosoma cruzi* como indicador del control vectorial en Arequipa, Perú. *Rev. Vet.* 32: 1, 73-78, 2021. Como parte del programa de control de la enfermedad de Chagas en la región Arequipa, se vienen realizando rociados residuales, con deltametrina PM 5%, y entre los criterios para evaluar la interrupción de la transmisión vectorial, no se considera la infección natural de los roedores sinantrópicos por *T. cruzi*. El objetivo fue determinar el índice de infección natural por *T. cruzi* en el roedor sinantrópico *R. rattus*, antes y después del rociado residual de las viviendas con deltametrina PM 5%, como indicador del impacto del control vectorial de la enfermedad de Chagas. Se diseñó un estudio cuasi-experimental, a través de capturas de roedores en la etapa pre-rociado en el intradomicilio y capturas de roedores en la etapa post-rociado, en la localidad rural de Murco (Caylloma, Arequipa). Se les aplicó xenodiagnóstico por animal, con 10 ninfas III de *Triatoma infestans*. Los roedores fueron identificados como *R. rattus* y el índice de infección por el hemoflagelado identificado como *T. cruzi*, en el pre-rociado fue 84,2% y en el post-rociado fue 0%. Además, en el pre-rociado el 50,0% (2/4) de *Mus musculus* fueron positivos a *T. cruzi*. Se concluye que la negativización de *R. rattus* en el post-rociado, indicaría la notable reducción de la transmisión o la interrupción de la transmisión vectorial de *T. cruzi* en la localidad de Murco.

Palabras clave: *Trypanosoma cruzi*, impacto, *Rattus rattus*, rociado, transmisión.

Abstract

Ayaqui, R.; Ruelas, N.: *Rattus rattus* infection by *Trypanosoma cruzi* as an indicator of vector control in Arequipa, Perú. *Rev. Vet.* 32: 1, 73-78, 2021. Residual insecticide spraying with deltamethrin PM 5% has been a cornerstone strategy used in the Chagas disease Control Program in the region of Arequipa. Nonetheless, *Trypanosoma cruzi* natural infected synanthropic rodents are not used as an indicator to evaluate interruption of vector transmission. The objective was to determine the natural infection index by *T. cruzi* in the synanthropic rodent, *Rattus rattus*, before and after household residual insecticide spraying with deltamethrin PM 5%, as impact indicator for Chagas disease vector control strategies. A quasi-experimental study was performed in the rural locality of Murco (Caylloma, Arequipa), through capture of rodents during household pre-spraying stage and capture of rodents during the post-spraying stage. One xenodiagnosis box was used in each animal containing 10 nymphs III of *Triatoma infestans*. The rodent's identified was *Rattus rattus* and the infection index for the hemoflagellate identified as *Trypanosoma cruzi*, was 84.2% in the pre-spraying stage and 0% in the post-spraying stage. Furthermore, 50% (2/4) of *Mus musculus* were positive in the pre-spraying stage. It is concluded that the negativization of *R. rattus* in the post-spraying stage could indicate a remarkable transmission reduction or interruption of *T. cruzi* vector transmission in the locality of Murco.

Key words: *Trypanosoma cruzi*, impact, *Rattus rattus*, spray, transmission.

INTRODUCCIÓN

La enfermedad de Chagas es producida por el *Trypanosoma cruzi* y constituye un importante problema de salud pública⁹. Se transmite principalmente a través de las heces de insectos hematófagos de la fa-

milia *Reduviidae*, por transfusión sanguínea, trasplante de órganos, transmisión vertical (congénita), alimentos contaminados y otras formas menos frecuentes⁵. La enfermedad de Chagas es una zoonosis cuyos reservorios son mamíferos domésticos, sinantrópicos y silvestres^{8,9,17}.

En las Américas se estima que existen, aproximadamente 6 millones de personas infectadas y entre

28.000 a 30.000 casos agudos nuevos por año y otros 8000 casos por transmisión congénita²⁴.

La enfermedad de Chagas ocasiona una merma de la productividad, debido a la mortalidad prematura de los pacientes y produce una pérdida de años de vida por discapacidad (AVAD)¹⁸. En la ciudad de Arequipa, durante el año 2000, se encontró que los índices epidemiológicos eran altos, así como la presencia de numerosos casos de la enfermedad de Chagas^{6,9}.

Por tal razón, entre los años 2002 y 2003, el Ministerio de Salud de Perú, implementó un programa de control vectorial en la región Arequipa, diseñada en tres fases: una encuesta entomológica de base para determinar las áreas de intervención; una fase de "ataque" mediante dos aplicaciones anuales de insecticida residual *deltametrina* PM 5% y un período continuo de vigilancia activa y pasiva para la detección de la infestación residual o re-infestaciones^{3,7,9}.

Los estudios de seroprevalencia como línea de base del programa de control en población pre-escolar y escolar fue desde 11,3% hasta 12,5%²⁰; sin embargo, la prevalencia en los menores de 5 años podía llegar hasta 18,2%²¹ y con los rociados disminuyeron progresivamente, hasta llegar entre 5,3% y 4,7%¹⁹.

En el Perú, especialmente en la región de Arequipa, el cobayo es el reservorio doméstico más importante en la transmisión de *T. cruzi*¹. En áreas rurales como el valle de Vitor, se han identificado otros reservorios sinantrópicos como *Rattus rattus* y *Mus musculus* infectados por *T. cruzi*, con prevalencias de infección más altas² que los reservorios domésticos como *Canis familiaris*, *Cavia porcellus*, *Feliscatus*, *Oryctolagus cuniculus* y *Sus scrofa domesticus*⁹.

Los roedores sinantrópicos del género *Rattus* sp son reservorios importantes en el ciclo de transmisión de *T. cruzi*, no solo por sus altas prevalencias de infección en el ambiente doméstico, sino también en el círculo silvestre, desempeñando un papel clave como amplificador y fuente de infección del parásito^{13, 16, 26, 29}. Por lo tanto, se debe evaluar su papel de reservorio y el de eslabón entre los ciclos doméstico y silvestre, de importancia epidemiológica²⁷.

En un estudio previo en la localidad de Murco, distrito de Huanca, el índice de infestación domiciliar (IID) fue 87,1% y el índice tripano-triatomino (ITT) fue 67,0%. Además, los xenodiagnósticos aplicados a 39 personas fueron negativos a *T. cruzi*, pero fueron positivos dos cobayos⁹.

La localidad de Murco fue intervenida químicamente, y como se dispone de una medición basal en los roedores sinantrópicos del índice de infección natural por *T. cruzi*, es importante conocer el impacto del control vectorial.

Por ello, el objetivo del estudio fue determinar el índice de infección natural por *T. cruzi* en el roedor sinantrópico *Rattus rattus*, antes y después del rociado residual de las viviendas con deltametrina PM 5%, como indicador del impacto del control vectorial de la enfermedad de Chagas en un área endémica de la región Arequipa, Perú.

MATERIAL Y MÉTODOS

Lugar del estudio. La localidad de Murco está a 2656 msnm, ubicada en (16°04'48.45"LS y 71°54'48.38"LO) en el distrito de Huanca, provincia de Caylloma de la región Arequipa, en la zona sud-occidental del Perú (Figura 1). Es un valle interandino aislado, ubicado en la parte alta del río Siguan, con una temperatura que varía entre 10 y 21,7°C. Es accesible por una carretera de trocha desde la ciudad de Arequipa. Las principales actividades son la agricultura con cultivos de maíz, trigo, habas, papa y alfalfa. La ganadería, con la cría de ganado bovino, porcino y ovino. Son unas 60 viviendas construidas principalmente de material rústico, con paredes de adobe, piso de tierra y techo de calamina o de paja.

Diseño del estudio. El diseño fue cuasi-experimental, no tuvo grupo control y se realizó una medición basal (índice de infección natural de roedores sinantrópicos por *T. cruzi* en la etapa pre-rociado), dos intervenciones -entre 2004 al 2010- de las viviendas (rociado residual con deltametrina 5% PM a 25 mg i.a/m²) por la Gerencia Regional de Salud de Arequipa, y



Figura 1. Mapa de ubicación de la localidad de Murco, distrito de Huanca, Provincia de Caylloma, Arequipa, Perú.

luego una medición final (índice de infección natural de roedores sinantrópicos por *T. cruzi* en la etapa post-rociado).

Captura de roedores sinantrópicos. La captura de ratas se realizó en dos momentos: en la etapa pre-rociado en julio de 1998 por 7 días y en la etapa post-rociado entre mayo y junio de 2012 por 10 días. Las trampas *National* modificadas fueron colocadas cebadas con cecina ahumada (carne seca) y queso, dentro de la vivienda donde había antecedentes de la presencia de ratas (cocina, dormitorio y almacén).

Luego fueron revisadas al día siguiente. Si eran positivas, la inmovilización de los roedores se realizó mediante la *técnica de mareo*², que consiste en colocar la puerta de la trampa dentro de la boca de un saquillo de polietileno para facilitar la salida de la rata de la trampa al saquillo. Una vez aislada, se retira la trampa y se le da unas 5 vueltas al saquillo con la rata dentro, lo suficiente para marear al animal, pero sin dañarla.

Seguidamente, se aisló al roedor en un extremo del saquillo, se le tomó por el cuello y se dió vueltas al saquillo exponiendo la rata. Luego, fueron colocados los “nudos corredizos” a las patas con la ayuda de una pinza. Primero fueron aseguradas las patas delanteras y finalmente, la rata fue fijada a una tablilla.

En el caso de los ratones se utilizó trampa *Sherman* y se procedió de igual manera, con una bolsa de plástico transparente. La especie de roedores fue identificada en base a las medidas biométricas del cuerpo, cola y patas, además de su descripción morfológica de acuerdo a Gaviño y Juárez¹⁵.

Aplicación del xenodiagnóstico. A los roedores inmovilizados, se les aplicó en el campo una caja de xeno-diagnóstico con 10 ninfas III de *Triatoma infestans* para ratas, y con 6 para ratones; que estuvieron en ayunas por 20 días previos a su aplicación. Los triatominos fueron criados a 28°C y entre 70-80% de humedad relativa, alimentados con sangre de ave (gallo), en el insectario de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional San Agustín de Arequipa.

Finalmente, los roedores (ratas y ratones) fueron anestesiados con éter y muertos por dislocadura cervical²³ y luego enterrados a un metro de profundidad, lejos de las viviendas. Las cajas de xenodiagnóstico aplicadas, fueron llevadas al insectario de la FM-UNSA, para su lectura a los 30 y 60 días, mediante el examen de las deyecciones de los triatominos^{1,2}.

Para la identificación de *T. cruzi*, se siguieron las recomendaciones de Barreto⁴. Para ello, las ninfas positivas al hemoflagelado fueron alimentadas sobre un pollo, antes de proceder al “ordeño” para la obtención de los tripomastigotes metacíclicos. Una parte de estas formas fueron inoculadas en tubos, con el medio de cultivo *Senejkie* modificado, los que fueron mantenidos en estufa a 28°C y el control se realizó a los 7 días.

Las otras partes de las heces, fueron inoculadas a una rata *Wistar*, obtenida del bioterio de la FM-UNSA,

Tabla 1. Índice de infección natural de *Rattus rattus* por *Trypanosoma cruzi* en el pre y post-rociado, según el ambiente de captura, en la localidad de Murco.

ambiente de captura	pre-rociado 1998			post-rociado 2012		
	total N°	infectados N°	%	total N°	infectados N°	%
cocina	7	7	100,0	2	0,0	0,0
dormitorio	22	19	86,4	10	0,0	0,0
almacén	9	6	66,7	2	0,0	0,0
total	38	32	84,2	14	0,0	0,0

vía intraperitoneal, la que fue evaluada a los 14 días mediante el examen directo de sangre y el xenodiagnóstico realizado con 10 ninfas III. La rata fue anestesiada con éter para ser sacrificada²³.

Se realizaron frotis sanguíneos, que fueron coloreados con *Giemsa* para realizar la biometría de los parásitos, para ello se determinó la longitud del flagelo (LF), la del cuerpo (LC), la longitud total (LT), la del núcleo a la parte anterior (NA), de la parte posterior al núcleo (PN), y se calculó el índice nuclear medio (IN: PN/NA).

La biometría de *T. cruzi* se realizó con la forma *tripomastigote sanguíneo* en dibujos bajo una cámara Carl Zeiss a 100X, una porción de tejido del corazón, fue fijado en formol al 10% para realizar cortes histológicos de acuerdo a los procedimientos rutinarios, que fueron coloreados por hematoxilina-eosina, para la búsqueda de nidos de *amastigotes* de *T. cruzi*².

Análisis de los datos. Se presentan las medias de las medidas biométricas de las ratas (longitud total, longitud de la cola y longitud de la pata), las medias con su desviación estándar (DE) de las medidas biométricas en μm del hemoflagelado y finalmente, se muestran en una tabla los índices de infección natural de las ratas por *T. cruzi* (pre y post-rociado) en frecuencia relativa y absoluta.

Aspectos éticos. En lo posible se evitó el sufrimiento de los roedores capturados en campo y la rata *Wistar* utilizada en la infección experimental de laboratorio, fue mantenida en condiciones adecuadas con comida y agua en una jaula individual en el bioterio de la FM-UNSA. Todos los roedores fueron anestesiados con éter y sacrificados de acuerdo a las recomendaciones de *National Research Council*²³.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Fueron capturadas 52 ratas, identificadas como *Rattus rattus* Linnaeus 1758. Los datos biométricos fueron: longitud total 39,5 cm, longitud de la cola 21 cm, longitud de la pata: 3,7 cm. El índice de infección natural de *R. rattus* por *T. cruzi* (Tabla 1) en el pre-rociado fue de 84,2% (32/38) y el 50,0% (2/4) de *Mus musculus* fueron positivos. El índice de infección de *R. rattus* post-rociado fue negativo (0/14).

El hemoflagelado procedente del pre-rociado de *R. rattus*, en el frotis sanguíneo fue fusiforme, en forma de "C" o "S", con la membrana ondulante recorriendo casi todo el cuerpo, con el kinetoplasto subterminal. Las medidas biométricas fueron LT: 21,7 DE 2,4 μ m, LC: 14,9 DE 1,3 μ m, LF: 6 DE 1,0 μ m, L núcleo: 1,9 DE 0,2 μ m, PN: 6,9 DE 0,6 μ m, NA: 5,9 DE 1,0 μ m. El IN fue de 1,1.

La inoculación en el medio de cultivo *Senejkie* modificado, fue positivo a los siete días, definido por la reproducción de epimastigotes en forma de rosetas. La rata Wistar infectada experimentalmente, fue positiva a los 14 días con la presencia de tripomastigotes sanguíneos.

También, fueron positivas al xenodiagnóstico aplicado, las ratas capturadas en campo y la rata Wistar infectada experimentalmente. En base a estos resultados, el hemoflagelado fue identificado como *Trypanosoma cruzi* Chagas, 1909.

Murco es una localidad rural endémica de la enfermedad de Chagas; en el pre-rociado el índice de infección natural por *T. cruzi* en especímenes de *R. rattus* de 84,2%, es uno de los índices más altos reportados para la región y para América Latina en roedores sinantrópicos.

Este valor es más bajo que el 100% de infección natural en Bahía, Brasil¹⁶, pero es similar al 83,6% en la misma especie en Coquimbo, Chile²⁹. Sin embargo, es más alto que el 38,5% en Bolivia¹⁶, al 29,41% por serología en México³⁰ y al 36,1% en el valle de Vitor, Arequipa². Este alto índice de infección natural por *T. cruzi* de *R. rattus* en el pre-rociado se explica por los altos índices de IID de 87,1% e ITT de 67,0% del área de estudio⁹.

En el pre-rociado, también se encontró otro reservorio positivo, el *M. musculus* con 50,0% (2/4); este valor está por encima del 38,8% en el valle de Vitor, Arequipa², pero por debajo del 83,3% de la región de Coquimbo en Chile²⁹. Este es el primer estudio en el Perú, que evalúa el impacto de la transmisión vectorial a través de roedores sinantrópicos en un área donde se distribuye *T. infestans*.

El índice de infección de *R. rattus* en Murco fue alto en el pre-rociado, de 84,2%, lo que indica una transmisión vectorial dinámica de *T. cruzi* a los roedores sinantrópicos; mientras que en el post-rociado fue negativo (0/14), lo que indica la interrupción de la transmisión de *T. cruzi* por *Triatoma infestans* o la notable reducción de la transmisión a niveles no detectables debido al rociado residual. Sin embargo, sería recomendable evaluar a los animales domésticos, para tener una idea más clara del impacto del control químico en la transmisión vectorial del *T. cruzi*.

Es importante mencionar que en Chile, mediante la técnica PCR, se demostró la presencia en viviendas rurales de varios clones de *T. cruzi* en *T. infestans* positivos y en pacientes con el *T. cruzi* clone 19 (*TcI*) de origen silvestre¹⁰.

Este mismo *TcI* ha sido encontrado en la zona de Arequipa²⁵. Sin duda, esta situación puede repetirse en la región sur del Perú, debido a la presión selectiva del insecticida contra el único vector domiciliario, el *T. infestans*, por lo cual se recomienda como un indicador adicional para evaluar la interrupción vectorial en las zonas rurales, el índice de infección de reservorios sinantrópicos y domésticos; mientras que para el área urbana la infección es en reservorios domésticos.

Existen varias ventajas al utilizar el índice de infección natural de los reservorios como un indicador de impacto vectorial en el sur del Perú. Por ejemplo, se pueden medir en un tiempo más corto que la serología contra anticuerpos específicos de *T. cruzi* en menores de 0 a 5 años; además, en las zonas rurales, los niños menores de 5 años pueden representar un problema operativo para el personal de salud.

R. rattus es uno de los principales reservorios sinantrópicos de *T. cruzi* en las regiones de Arequipa², Venezuela^{11,14} y Chile²⁹. Estos hallazgos confirman su importancia como reservorio y fuente potencial de ingreso de *T. cruzi* al ciclo doméstico, por su capacidad de invadir el domicilio y como indicador importante de la dinámica del *T. cruzi* entre el ciclo silvestre, peridoméstico y doméstico¹⁶.

En Murco, además del impacto del rociado, es probable que el mejoramiento de las viviendas puede haber influido en la reducción de la transmisión de *T. cruzi*. En la etapa pre-rociado, la mayoría tenían techo de paja, lo cual es favorable para el vector y los roedores sinantrópicos; sin embargo, en la etapa post-rociado, los techos habían sido cambiados por calaminas, que no ofrecen condiciones favorables para el vector y para los roedores; lo que también podría haber influido en la menor captura de *R. rattus*.

La identificación de *T. cruzi* (Chagas, 1909) se realizó siguiendo los criterios de Barreto⁴, cuyos resultados son similares a los descritos en *R. rattus* del valle de Vitor, Arequipa². Sin embargo, el aspecto que refuerza nuestros hallazgos fue la formación de los nidos de amastigotes en las fibras cardíacas de la rata Wistar infectada experimentalmente, pues solo *T. cruzi* se reproduce intracelularmente⁴. En este estudio no se observaron flagelados en la hemolinfa de los especímenes de *T. infestans* con xenodiagnósticos positivos para *T. cruzi*, lo cual concuerda con la ausencia de *T. rangeli* en la región sudoccidental del Perú.

El control químico es la principal herramienta para la interrupción de la transmisión vectorial de la enfermedad de Chagas en el Perú, el cual ha permitido lograr esa meta en Tacna²⁸. En la región del Chaco Argentino se ha postulado que el hallazgo de colonias silvestres de *T. infestans* podría estar asociado a la presión selectiva del control químico, y que estos focos representarían un riesgo como fuente para la reintroducción de la transmisión doméstica de *T. cruzi*⁹.

Otro aspecto que refuerza la necesidad de estudiar mejor la dinámica de transmisión y la interacción entre los reservorios animales, el vector y el hombre, es que

la enfermedad de Chagas se ha urbanizado en la ciudad de Arequipa, debido a la migración de la población desde zonas rurales^{9,22}.

En el contexto de las acciones del Programa de Control de la Enfermedad de Chagas en la Región Arequipa, en las áreas con aplicación de insecticidas residuales se recomienda mantener la vigilancia post-rocido, para no poner en riesgo los logros alcanzados, tal como ocurrió entre los años 1970-1972¹², que luego del programa de control del vector, se suspendió la vigilancia, lo que ocasionó el incremento del vector y su dispersión geográfica hacia otros valles y a la ciudad de Arequipa, logrando alcanzar niveles de infestación e infección más altos que la medición basal antes de las intervenciones^{1,20,21}.

Entre las limitaciones de este estudio, en el post-rocido están el bajo número de roedores capturados y el no haber identificado el linaje de *T. cruzi*; sin embargo, es un estudio muy importante en un área con control químico, para evitar la presencia de reservorios en la vivienda y alcanzar el objetivo de interrumpir la transmisión intradomiciliar de la enfermedad de Chagas¹³.

En este estudio, el índice de infección de *Rattus rattus* por *T. cruzi* en el pre-rocido fue de 84,2% y en el post-rocido fue de 0%, además, en el pre-rocido el 50,0% (2/4) de *M. musculus* fueron positivos a *T. cruzi*. La negativización de *R. rattus* en el post-rocido, indicaría la notable reducción de la transmisión o la interrupción de la transmisión vectorial de *T. cruzi* en la localidad de Murco.

Agradecimientos. A la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, por el financiamiento para la presentación del trabajo en el XXIV Congreso Latinoamericano de Parasitología, Santiago de Chile, 2017. Al Técnico Sr. C. N. Calsin por su colaboración en el trabajo de campo. A las autoridades del MINSA y de la localidad de Murco por las facilidades brindadas.

REFERENCIAS

1. Ayaqui R, Córdova E. 1988. Epidemiología de la enfermedad de Chagas en el valle de Vitor (Distrito de Vitor, Dpto. Arequipa). *Bol Peru Parasitol* 4: 19-23.
2. Ayaqui R, Córdova E. 1990. Infección natural de roedores sinantrópicos por *Trypanosoma cruzi* (Chagas-1909) en el valle del río Vitor (Arequipa-Perú). *Acta Méd Agust* 1: 66-70.
3. Barbu CM et al. 2014. Residual infestation and recolonization during urban *Triatoma infestans* Bug Control Campaign, Peru. *Emerg Infect Dis* 20: 2055-2063.
4. Barreto MP. 1979. Reservorios do *Trypanosoma (Schizotrypanum) cruzi*, 1909. In: *Anais do Simposio sobre Molestia da Chagas*, Sao Paulo, Brasil.
5. Bern C. 2015. Chagas' disease. *N Engl J Med* 73: 456-466.
6. Bowman NM et al. 2008. Chagas disease transmission in periurban communities of Arequipa, Peru. *Clin Infect Dis* 46: 1822-1828.
7. Buttenheim AM et al. 2019. A behavioral design approach to improving a Chagas disease vector control campaign in Peru. *BMC Public Health* 9: 1272.
8. Ceballos LA et al. 2011. Hidden sylvatic foci of the main vector of Chagas disease *Triatoma infestans*: threats to the vector elimination campaign? *PLoS Negl Trop Dis* 5(10): e-1365.
9. Córdova E. 2005. *Triatoma infestans* y la enfermedad de Chagas en el sur del Perú, 1917-2004. *Tesis Doctoral*, Univ. Nacional San Agustín de Arequipa, p. 1-56.
10. Coronado X et al. 2006. Variation in *Trypanosoma cruzi* clonal composition detected in blood patients and xenodiagnosis triatomines: implications in the molecular epidemiology of Chile. *Am J Trop Med Hyg* 74: 1008-1012.
11. Delima H. et al. 2006. Trypanosomatidae de importancia en salud pública en animales silvestres y sinantrópicos en un área rural del municipio Tovar del estado Mérida, Venezuela. *Biomédica* 26: 42-50.
12. Flores M. 1978. Control de triatomines con hexaclorociclohexano en tres departamentos del Perú. *Bol Of San Pan* 84:324-329.
13. Flores A. et al. 2019. *Trypanosoma cruzi* transmission dynamics in a synanthropic and domesticated host community. *PLoS Negl Trop Dis* 13(12): e0007902.
14. García HA et al. 2019. Zoonotic trypanosomes in rats and fleas of Venezuelan slums. *Ecohealth* 6: 523-533.
15. Gaviño C, Juárez C, Figueroa M. 2004. *Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo*, 6ta ed., Editorial Limusa, México DF.
16. Gürtler RE, Cardinal MV. 2015. Reservoir host competence and the role of domestic and commensal hosts in the transmission of *Trypanosoma cruzi*. *Acta Trop* 151: 32-50.
17. Hernández CI et al. 2018. Frequency of *Trypanosoma cruzi* infection in synanthropic and wild rodents captured in a rural community in southeast of Mexico. *Vet Med Int* 2018: 8059613.
18. Lee BY, Bacon KM, Bottazzi ME, Hotez PJ. 2013. Global economic burden of Chagas disease: a computational simulation model. *Lancet Infect Dis* 13: 342-348.
19. Levy MZ et al. 2007. Targeted screening strategies to detect *Trypanosoma cruzi* infection in children. *PLoS Negl Trop Dis* 1(3):e103.
20. Liu M et al. 2012. Estudio epidemiológico de la enfermedad de Chagas en el Pueblo Joven San Pedro de Tiabaya, Arequipa, Perú. *Acta Med UNSA* 1: 57-64.
21. Mendoza C et al. 2005. Seroprevalencia de la infección por *Trypanosoma cruzi* en escolares del valle de Vitor, Arequipa, Perú. *Diagnóstico* 44: 111-115.
22. Náquira C. 2014. Urbanización de la enfermedad de Chagas en el Perú: experiencias en su prevención y control. *Rev Peru Med Exp Salud Publica* 31(2):343-347.
23. National Research Council. 1996. *Guide for the Care and Use of Laboratory Animals*. Washington, DC: National Academy Press.
24. Organización Panamericana de Salud (OPS). Guía para el diagnóstico y el tratamiento de la enfermedad de Chagas. Washington, D.C.: Organización Panamericana de la Salud; 2018. <https://iris.paho.org/bitstream/handle/spa.pdf>

25. **Padilla C.** 2017. Detección de unidades discretas de tipificación de *Trypanosoma cruzi* en triatominos recolectados en diferentes regiones naturales de Perú. *Biomédica* 37:167-179.
26. **Rosal GG et al.** 2018. Chagas disease: Importance of rat as reservoir hosts of *Trypanosoma cruzi* (Chagas, 1909) in western Mexico. *J Infect Publ Health* 11: 230-233.
27. **Rozas M et al.** 2005. *Trypanosoma cruzi* infection in wild mammals from a chaga-sic area of Chile. *Am J Trop Med Hyg* 73: 517-519.
28. **Tejada E, Villanueva J.** 2011. Certificación de la interrupción de la transmisión vectorial de la enfermedad de Chagas en áreas endémicas de Tacna, Perú. *Rev Peru Epidemiol* 15: 35-41.
29. **Yefi QE et al.** 2018. *Trypanosoma cruzi* load in synanthropic rodents from rural areas in Chile. *Parasit Vectors* 11: 171.
30. **Zavala VJ et al.** 1996. Infection by *Trypanosoma cruzi* in mammals in Yucatan, Mexico: a serological and parasitological study. *Rev Inst Med Trop Sao Paulo* 38: 289-292.

Revista Veterinaria ingresa a SciELO



Scientific Electronic Library Online

Revista Veterinaria, publicación oficial de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional del Nordeste (Corrientes, Argentina), ha logrado acceder al Núcleo Básico de Revistas Científicas Argentinas (Nivel 1), luego de calificar adecuadamente en el Centro Argentino de Información Científica y Tecnológica (CAICYT), según Resolución 2485/14 del Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET).

Sobre un puntaje máximo de 33 se obtuvieron 32 puntos. Tal calificación constituye “una garantía de la excelencia de la publicación” (sic) y queda expedita la vía del Portal SciELO (Scientific Electronic Library Online) para los artículos publicados.

En tal calificación gravitó positivamente la circunstancia de haber aumentado el índice de impacto (Scimago-Elsevier) y haber disminuido las autocitaciones. También se tuvieron en cuenta aspectos como la amplia cobertura de la revista, la calidad científica del Comité Editorial, los criterios de evaluación de los artículos, el origen de los autores (locales 60%, nacionales 13%, extranjeros 24%, en idioma inglés), el adecuado balance entre trabajos científicos originales y reseñas bibliográficas (ambos con alta calidad), así como el estricto cumplimiento de la periodicidad semestral y la favorable acogida por indizadores como Cab, J-Gate, Doaj, Ebsco, Gale Cengage, Infocyt, Latindex y Scopus.

Se consolida de esta manera la continuidad de “Revista Veterinaria”, que en su acontecer registra más de 50 años de existencia en nuestra Facultad de Ciencias Veterinarias, entidad que en 2019 cumplió el 99º aniversario de su fundación.