

## FUENTES DE ALIMENTACIÓN DE *Panstrongylus herreri* (HEMIPTERA: TRIATOMINAE) CAPTURADOS EN UTCUBAMBA, AMAZONAS - PERÚ

Jesús Pinto<sup>1,a</sup>, Abraham G. Cáceres<sup>2,3,b</sup>, Silvia Vega<sup>1,a</sup>, Rosa Martínez<sup>4,a</sup>, César Náquira<sup>1,c</sup>

### RESUMEN

**Objetivo.** Identificar las fuentes de alimentación de *Panstrongylus herreri*, procedente del distrito de Cajaruro, provincia de Utcubamba, departamento de Amazonas. **Materiales y métodos.** El estudio se realizó en dos etapas: primera, se estandarizó la prueba de precipitina usando como antígenos sueros sanguíneos de: humano, perro, gato, cobayo y pollo, y anticuerpos específicos obtenidos por inoculación de los antígenos en conejos. Se alimentaron ninfas de *Triatoma infestans* del IV y V estadio criadas en laboratorio con sangre de perro, cobayo, pollo y humano para luego determinar la sensibilidad y especificidad de la prueba. Segunda, se aplicó la prueba de precipitina a 102 ejemplares de *P. herreri* domiciliarios, procedentes de la zona de estudio. **Resultados.** Se obtuvo títulos de anticuerpos desde 1:10 000 a 1:30 000. La especificidad de la prueba fue 100% para todos los intervalos de tiempo evaluados; mientras, que la sensibilidad varió de 70 a 100%. De los 102 *P. herreri*, en 93 ejemplares se detectó contenido intestinal y se encontró la fuente alimenticia en 77 de ellos, la sangre de cobayo (36,3%) fue la principal fuente de alimentación, seguido de humano (18,2%) y pollo (14,3%). El índice de infección tripano-triatomino fue 62,4%. **Conclusiones.** La prueba de precipitina mostró mejor especificidad que sensibilidad. En las áreas de estudio, la fuente principal de alimentación de *P. herreri* es la sangre de cobayo, seguido del humano y pollo. El elevado índice de infección a *Trypanosoma* sp. relacionado con la fuente de alimentación por cobayo, nos indicaría que es el principal reservorio.

**Palabras claves:** *Panstrongylus*; Alimentación; Prueba de precipitina; *Trypanosoma cruzi*; Perú (fuente: DeCS BIREME).

## FOOD SOURCES OF *Panstrongylus herreri* (HEMIPTERA: TRIATOMINAE) COLLECTED IN UTCUBAMBA, AMAZONAS - PERU

### ABSTRACT

**Objective.** To identify the food sources of *Panstrongylus herreri* from district of Cajaruro, province of Utcubamba, department of Amazonas. **Material and methods.** The study was performed in two steps: in the first, a precipitin test was standardized using as antigen, blood sera from human being, dog, cat, guinea pig and chicken and the specific antibodies obtained by inoculation of the antigens in rabbits. Nymphs of *Triatoma infestans* (IV and V instars) maintained in the laboratory were fed on dog, cat, guinea pig, and human being to determine the sensitivity and the specificity of the precipitin test. In the second step, 102 *P. herreri* specimens collected from houses of the two villages were submitted to the standardized precipitin test. **Results.** The developed test permitted good titles of antibodies in the range from 1:10 000 to 1:30 000. The specificity was 100% and the sensitivity was 70 % to 100%. Of the 102 *P. herreri* specimens were detected intestinal content in 93 and found the food source in 77 of them, the blood of guinea pig (36.3%) was the main source of food, followed by human (18.2%) and chicken (14.3%). The *Trypano-triatomine* index was 62.4%. **Conclusions.** The precipitin test showed better specificity than sensitivity. In this study sites, the main food source of *P. herreri* was guinea pig follow by the human being and chicken. The high rate of insects carrying *Trypanosoma* sp. was related to the insects fed on guinea pig pointing it out as reservoir of the parasite.

**Key words:** *Panstrongylus*; Feeding; Precipitin test; *Trypanosoma cruzi*; Peru (source: MeSH NLM).

### INTRODUCCIÓN

A lo largo de los valles orientales (selva alta) y en el llano amazónico (selva baja) del Perú, encontramos zonas donde el clima, temperatura, diversidad de fauna silvestre existente, así como diversos tipos de viviendas, el hacinamiento humano y la escasa educación sanitaria que tienen los habitantes, son condiciones favorables para que las diversas especies de triatominos se adapten, reproduzcan y se propaguen<sup>(1)</sup>. Algunas especies de triatominos, están consideradas como vectores de *Trypanosoma cruzi* y *Trypanosoma rangeli*, siendo la primera el agente etiológico de la enfermedad de Chagas<sup>(2)</sup>.

En los departamentos de Cajamarca, Amazonas y San Martín, ubicados en la región amazónica del Perú, *Panstrongylus herreri* tiene comportamiento domiciliario<sup>(3,4)</sup>. En 2002 Cáceres *et al.*<sup>(3)</sup>, realizaron un estudio de los triatominos en Amazonas y Cajamarca, donde capturaron *P. herreri* procedentes en su mayoría de ambientes intradomiciliarios; asimismo, verificó que todo su ciclo biológico lo realiza en el interior de las viviendas, pues en el transcurso del estudio encontraron huevos, y capturaron los diversos estadios de ninfas y adultos, así como sus exuvias.

<sup>1</sup> Laboratorio de Leishmania y Chagas, Centro Nacional de Salud Pública, Instituto Nacional de Salud. Lima, Perú.

<sup>2</sup> Laboratorio de Entomología, Centro Nacional de Salud Pública, Instituto Nacional de Salud. Lima, Perú.

<sup>3</sup> Sección de Entomología, Instituto de Medicina Tropical "Daniel A. Carrión", Facultad de Medicina, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima, Perú.

<sup>4</sup> Laboratorio de Parasitología, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima, Perú.

<sup>a</sup> Biólogo parasitólogo; <sup>b</sup> Biólogo entomólogo; <sup>c</sup> Doctor en Medicina.

Aproximadamente el 100% de los pobladores de estas zonas, crían animales domésticos (cobayos, conejos, perros, gatos, aves de corral, etc.) las cuales están ubicadas en el interior de la viviendas; en algunas ocasiones roedores silvestres hacen ingresos a las viviendas permaneciendo temporalmente en el interior de ellas. Por las noches mamíferos silvestres (marsupiales y canidos) visitan temporalmente los ambientes peridomiciliarios en busca de alimento <sup>(5,6)</sup>. Los animales domésticos y silvestres, son fuente de alimentación de los triatominos y también actúan de reservorios de *T. cruzi* o *T. rangeli*, favoreciendo así la colonización de los triatominos en ambientes intradomiciliarios y peridomiciliarios, con la consiguiente presencia de casos de enfermedad de Chagas.

En el Perú, por el desconocimiento de las diversas fuentes de alimentación de los triatominos, asimismo como, otros factores vinculados al hospedero, no se han diseñado, programado ni ejecutado medidas de control dirigido a los probables reservorios de la enfermedad de Chagas. En un estudio realizado por Solís y colaboradores, en una localidad del departamento de Ica (Perú), dieron a conocer diversas fuentes de alimentación de *Triatoma infestans* <sup>(7)</sup> capturados en el intradomicilio.

La estandarización de una técnica apropiada para la búsqueda del tipo de sangre ingerida por los triatominos es necesaria, pues ello permitirá detectar los hábitos alimenticios de los triatominos y el rol en la transmisión del *T. cruzi* o *T. rangeli*, pero, esta técnica debe ser simple y reproducible como para ser utilizado en trabajos de campo.

En este estudio se da conocer las diversas fuentes de alimentación de *P. herreri*, procedentes de ambientes domiciliarios, mediante la prueba de precipitación en tubo capilar, también conocida como prueba de precipitina. Asimismo, se informa la estandarización de la prueba de precipitina y la presencia de infección intestinal por *T. cruzi* en el triatomo estudiado según la fuente hemática de los hospederos.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### ÁREA DE CAPTURA DE *Panstrongylus herreri*.

Los triatominos se colectaron en octubre de 2004, en el interior de las viviendas de las localidades de Hebrón y El Ron, distrito de Cajaruro, provincia de Utcubamba, departamento de Amazonas. Una de las siete provincias del departamento de Amazonas es Utcubamba, conformada por siete distritos: Jamalca, Bagua Grande, Yamón, Lonya Grande, El Milagro, Cumba y Cajaruro. El distrito de Cajaruro se encuentra ubicado en la margen derecha del Río Utcubamba, y su territorio tiene una extensión de 1 763 230 km<sup>2</sup> y la altura va de 400 a 2 600 metros sobre el nivel del mar. Tiene un clima caluroso y varía según los pisos ecológicos de la zona de 10 a 40 °C, las precipitaciones son de 200 a 7000 m<sup>3</sup> anuales, el mes de marzo en la mayor intensidad de lluvia y de junio a septiembre la estación seca <sup>(4,8)</sup>.

La población se dedica especialmente al cultivo de arroz, café, cacao maíz, cítricos y frutas diversas, asimismo, a la actividad ganadera ya que existen grandes extensiones de pastos naturales. Las viviendas de ambas localidades estudiadas están construidas con paredes de adobe y techo de madera y algunas de calamina. Las paredes internas y externas no

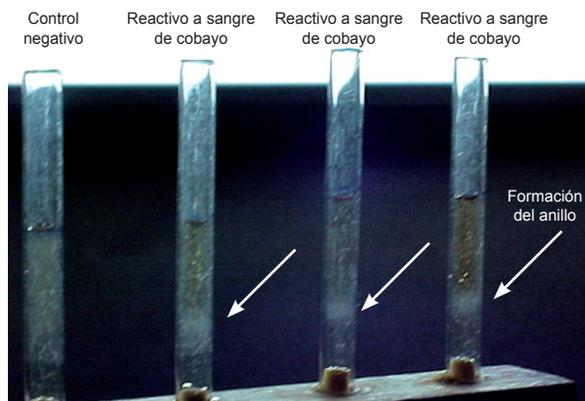


Figura 1. Prueba de precipitina en tubos capilares.

son empastadas por lo que se observan grietas, las cuales sirven de refugio y reproducción de los triatominos. Otros factores favorables a la presencia de triatominos son la escasa luminosidad en el interior de las viviendas, ya que los ambientes internos tienen ventanas y puertas pequeñas.

### ESTANDARIZACIÓN DE LA PRUEBA DE PRECIPITINA

Se siguió la metodología descrita por Siqueira <sup>(9)</sup>:

#### **Preparación del antisuero (anti-pollo) no absorbido (control positivo A).**

**Antígeno.** En un balón, se diluyó 5 mL de suero sanguíneo de pollo con 16 mL de agua destilada, a la cual se le adicionó 18 mL de  $\text{AlK}(\text{SO}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$  (sulfato de aluminio y potasio dodecahidratado) diluido al 10% en agua destilada, se ajustó el pH a 6,5 con solución de NaOH 5N, luego la mezcla se centrifugó a 2 500 rpm x 30 min, el precipitado se lavó en dos oportunidades con solución fisiológica mertiolatada (1:10 000). El precipitado final se resuspendió en 20 mL de solución mertiolatada.

**Método de inmunización.** El antisuero (que contienen los anticuerpos anti-pollo) se preparó en conejo (New Zeland) de 2 kg de peso y de aproximadamente dos meses de edad. Se inmunizó al conejo mediante tres inoculaciones, siendo las dos primeras con un tiempo de una semana de diferencia y la tercera inoculación se realizó transcurrido tres semanas posteriores. Cada dosis de inoculación fue de 1 mL de antígeno más 1 mL de adyuvante completo de Freund. El suero sanguíneo del conejo que contiene los anticuerpos (anti-pollo) se obtuvo 10 días después de la última dosis de inoculación.

**Prueba de precipitina.** Para esta prueba se utilizó tubos de 2,1 mm de diámetro x 40 mm de alto. El suero del conejo inmunizado se introdujo por capilaridad, hasta llegar a 6 mm de alto, luego los tubos se colocaron sobre un soporte de madera, fijándose con plastilina en el extremo basal, se le adicionó un volumen de suero sanguíneo de pollo similar al volumen del antisuero. Los tubos fueron incubados a temperatura ambiente y a 37 °C por una, dos y tres horas. Se consideró positiva la prueba, cuando se observó la formación de un anillo blanco en medio del tubo (Figura 1).

#### **Preparación de antisueros (anti-humano, anti-perro, anti-gato, anti-cobayo y anti-pollo) absorbidos.**

**Antígenos.** Se utilizó como antígenos por separado, sueros sanguíneos obtenidos de humano, perro, gato, cobayo y pollo.

Los sueros de estos animales fueron procesados según el método ya descrito.

**Inmunización de conejos.** La obtención de los antisueros sanguíneos se realizó con la misma metodología descrita en la estandarización de la técnica. Por cada animal se inmunizó a dos conejos.

**Titulación de los antisueros no absorbidos.** La titulación de los antisueros no absorbidos, se realizó mediante la prueba de precipitina. Se realizaron diluciones de cada uno de los sueros correspondientes a cada antisuero. El título de los antisueros, fue definido por la mayor dilución del suero que dio origen a una formación de precipitado después de una hora de incubación.

**Determinación de la especificidad.** La especificidad del antisuero se determinó cuando el antisuero no reaccionó con los sueros no correspondientes, en las diluciones 1:10 y 1:100<sup>(10)</sup>.

**Absorción de los antisueros.** Se obtuvo una mezcla en proporciones iguales de todos los sueros no correspondiente a cada antisuero, a la cual se adicionó una parte de la mezcla a 100 partes del antisuero a ser absorbido, luego se incubó a 37 °C por dos horas, y finalmente por 12 horas a 4 °C. Posteriormente se centrifugó a 2 500 rpm x 10 min y el sobrenadante se probó con cada suero no correspondiente que fue utilizado en la absorción cuando se evaluó la especificidad.

**Titulación de los antisueros absorbidos.** Una vez realizada la absorción de cada uno de los antisueros, fueron titulados según el método ya descrito anteriormente.

**Conservación de los antisueros absorbidos.** Los antisueros absorbidos obtenidos se conservaron a -20 °C, para ser utilizados posteriormente.

#### **Prueba de la precipitina para la identificación del contenido intestinal en *Triatoma infestans* alimentados en laboratorio (control positivo B).**

Para realizar esta prueba, se empleó la metodología de Siqueira<sup>(9)</sup>. Se emplearon ninfas de III, IV y V estadio de *T. infestans* criadas en el Laboratorio de Entomología del Instituto Nacional de Salud en Lima, Perú (INS). Asimismo los antisueros para identificar la sangre de humano, perro y cobayo como parte de la estandarización de la prueba.

**Alimentación.** Se utilizaron 120 ejemplares, las cuales fueron divididos en tres grupos de prueba (n = 40); cada grupo fue alimentado por separado durante 30 minutos con sangre de perro, cobayo y humano.

**Preparación de las muestras.** En cuatro oportunidades cada siete días (7, 14, 21 y 28) posterior a la alimentación, se sacrificaron 10 triatominos de cada grupo de prueba, con la finalidad de obtener el contenido intestinal. Cada ejemplar fue triturado sobre un papel Whatman N.º 4 estéril. Los papeles fueron secados en una estufa a 37 °C, para luego depositarlos en bolsas plásticas de primer uso. Las bolsas de plástico con el contenido intestinal de cada triatomo fue conservado en recipientes herméticos de plástico y luego colocados en neveras a -20 °C<sup>(11)</sup>. La mancha del contenido intestinal impregnada en papel Whatman N.º 4, fue recortada un día antes de iniciar la prueba, y colocadas en el interior de un tubo de vidrio 13x100mm conteniendo 1,5 mL de solución salina al 0,85%. El tubo conjuntamente con la muestra fue centrifugado durante 5 minutos a 2000 rpm, transcurrido el tiempo, el sobrenadante se retiró con jeringas hipodérmicas de 3 mL el cual fue vertido en tubos que contenían el antisuero donde se llevó a cabo la reacción<sup>(9)</sup>.

#### **APLICACIÓN DE LA PRUEBA DE PRECIPITINA EN *Panstrongylus herreri* PROCEDENTES DEL DISTRITO DE CAJARURO**

**Captura e Identificación de los triatominos.** La búsqueda se realizó durante el día en el peridomicilio (fincas, cuyeros, gallineros) e intradomicilio: a) Dormitorios (sobre la cama, debajo de los colchones, grietas de las paredes, entre la ropa de cama, debajo de las mesas y detrás de los muebles); b) Cocina-cuyero (lugares donde duermen los cobayos, entre los alimentos, hendiduras, grietas de las paredes); c) Sala (debajo de las mesas bancas, detrás de los afiches o almanaques y grietas de las paredes). Para la captura de los triatominos, se tomó en cuenta la metodología utilizada por Sulca<sup>(7)</sup>, donde utiliza una linterna de mano, pinzas y alambres. Los triatominos capturados fueron colocados en vasos de plástico con tapa cubierta con horganza, en el interior de los vasos se colocó papel Bulki doblado en forma de pliegues para protegerse de la luz.

Los vasos conteniendo los triatominos se trasladaron al Laboratorio de Entomología del INS, donde se identificó los adultos mediante la clave de Elliot<sup>(12)</sup>, mientras que para identificar los estadios inmaduros se consideró el trabajo de Guillén<sup>(13)</sup>.

**Preparación de las muestras a partir de los triatominos capturados.** Los ejemplares de *P. herreri* fueron sacrificados para obtener su contenido intestinal, que fueron impregnados en papel Whatman N.º 4 y guardados a -20 °C hasta la ejecución de la prueba.

**Infección natural de *P. herreri* por *Trypanosoma*.** El reconocimiento de la infección natural por *Trypanosoma* se realizó mediante la observación microscópica de las heces diluidas en suero fisiológico, y de la hemolinfa.

**Aplicación de la prueba de precipitina.** Los antisueros que se emplearon para la identificación de la fuente alimenticia, fueron los antisueros contra sangre de: humano, perro, gato, cobayo y pollo, los que a su vez fueron enfrentados con el contenido intestinal del triatomo en la búsqueda del antígeno correspondiente.

#### **ANÁLISIS DE DATOS**

Se calculó el número y porcentaje de triatominos según fuente de alimentación y positividad a infección por *T. cruzi*, como los valores puntuales de sensibilidad y especificidad de la prueba de precipitina.

## **RESULTADOS**

#### **ESTANDARIZACIÓN DE LA PRUEBA DE PRECIPITINA**

**Prueba de precipitina.** El tiempo de incubación para obtener la formación de antígeno-anticuerpo (precipitado en forma de anillo blanquecino) en la interfase de ambos reactivos, fue de una hora a 37 °C.

**Titulación de los antisueros (anti-humano, anti-perro, anti-gato, anti-cobayo y anti-pollo) no absorbidos y absorbidos.** Los antisueros no absorbidos presentaron los siguientes títulos: anti-humano 1:30 000; anti-perro 1:30 000; anti-gato 1:15 000; anti-cobayo 1:15 000 y anti-pollo 1:15 000.

**Tabla 1.** Sensibilidad y especificidad de la prueba de precipitina, en ninfas III, IV y V de *T. infestans* alimentadas en el laboratorio con sangre de humano, perro y cobayo.

Antisuero	Tiempo después de la alimentación			
	7 d	14 d	21 d	28 d
<b>Sensibilidad</b>				
Humano	100%	100%	80%	90%
Perro	100%	100%	100%	90%
Cobayo	100%	90%	100%	70%
<b>Especificidad</b>				
Humano	100%	100%	100%	100%
Perro	100%	100%	100%	100%
Cobayo	100%	100%	100%	100%

Los antisueros no absorbidos: anti-perro y anti-cobayo presentaron títulos de reacción cruzada hasta 1:10 000; mientras que, los antisueros anti-humano y anti-gato presentaron títulos de reacción cruzada hasta 1:1 000 y 1:100 respectivamente, mientras que, el antisuero anti-pollo no presentó reacción cruzada con ninguno de los sueros no correspondientes. Luego de realizar las absorciones con los sueros no correspondientes, no se observó reacción cruzada con ninguno de los antisueros absorbidos, mejorando la especificidad de cada antisuero. Al final los antisueros absorbidos presentaron los siguientes títulos: anti-humano 1:25 000; anti-perro 1:15 000; anti-gato 1:10 000; anti-cobayo 1:10 000 y anti-pollo 1:15 000.

**Prueba de precipitina para la identificación del contenido intestinal en *Triatoma infestans* alimentados en laboratorio (control positivo B).** Para el primer grupo de *T. infestans* alimentados con sangre humana y revisado a los 7 y 14 días post alimentación se obtuvo 10 reacciones positivas al antisuero humano; mientras que, a los 21 días se fue de 8/10 y, a los 28 días fue 9/10 reacciones positivas. En cuanto a la sensibilidad, estos resultados representan el 100%, 100%, 80% y 90% respectivamente; mientras que para la especificidad fue del 100%, en los cuatro intervalos de tiempo evaluados (Tabla 1).

Para el segundo grupo de *T. infestans* alimentados con sangre de perro se obtuvo a los 7, 14 y 21 días 10 reacciones positivas al antisuero contra perro; mientras que a los 28 días se obtuvo 9/10, en términos de sensibilidad estos resultados representan 100%, 100%, 100% y 90% respectivamente. Asimismo, la especificidad fue del 100% para todos los intervalos de tiempo evaluados (Tabla 1). Para el tercer grupo de *T. infestans* alimentados con sangre de cobayo y revisados al séptimo día post alimentación se obtuvo 10 reacciones positivas al antisuero contra cobayo; mientras que, a los 14, 21 y 28 días se obtuvieron 9/10, 10/10 y 7/10, que con respecto a sensibilidad representan 100%, 90%, 100% y 70% respectivamente. En cuanto a la especificidad se obtuvo 100%, en todos los intervalos de tiempo evaluados (Tabla 1).

**Tabla 2.** Número de ejemplares de *P. herreri*, por estadio evolutivo, examinados por la prueba de precipitina, según número de fuentes alimentarias.

	Ninfa 1	Ninfa 2	Ninfa 3	Ninfa 4	Ninfa 5	M	H	Total
Ejemplares examinados	-	4	11	10	2	35	31	93
Ejemplares con fuente identificada	-	4	9	10	2	30	22	77
Ejemplares con una sola fuente identificada	-	4	7	6	-	25	18	60
Ejemplares con varias fuentes identificadas	-	-	2	4	2	5	4	17

M: Macho; H: Hembra

**APLICACIÓN DE LA PRUEBA DE PRECIPITINA EN *P. herreri* PROCEDENTES DE LA LOCALIDAD DE CAJARURO, PROVINCIA DE UTCUBAMBA**

De un total de 102 ejemplares de *P. herreri* (ninfas de II, III, IV y V estadio y adultos) utilizados para la prueba, solo se examinaron 93 ejemplares (91%) por la prueba de precipitina; los 9 ejemplares restantes (9%) no presentaron contenido intestinal. De los 93 ejemplares examinados 77 (83%) fueron positivos. Las identificaciones obtenidas nos da a reconocer que 60 ejemplares (78%) tuvieron alimentación única y 17 ejemplares (22%) presentaron alimentación múltiple. No reaccionaron a la prueba los contenidos intestinales de 16 ejemplares (17%) (Tabla 2).

Los 93 ejemplares de *P. herreri* analizados por la prueba de precipitina fueron reactivos a un total de 96 alimentaciones. La fuente de alimentación predominante fue el cobayo con 44 alimentaciones (45,8%), continuando con el del humano 21 (21,8%), pollo 18 (18,8%), perro 9 (9,4%) y de gato 4 (4,2%).

En los 60 ejemplares de *P. herreri* con ingesta de una fuente única, se identificó resultados positivos con mayor predominio para el cobayo 28 (46,7%), seguido por el humano 14 (23,3%), pollo 11 (18,3%), perro 6 (10,0%) y gato 1 (1,7%).

Los 17 ejemplares de *P. herreri* identificados con alimentación múltiple presentaron mayor frecuencia para dos fuentes 15 (88%) distribuidos entre los estadios III, IV, V y adultos. Solo en una ninfa de V estadio y en una hembra (12%) se identificaron tres fuentes de alimentación.

En los 77 ejemplares (100%) con fuentes de alimentación identificadas, se detectó una sola fuente de alimentación y también alimentación múltiple, la primera corresponden a sangres de: cobayo 28 (36,3%), humano 14 (18,2%) y pollo 11 (14,3%); mientras que en los múltiples, se encontró con mayor predominio en sangres de: cobayo/pollo 5 (6,5%), seguido por humano/cobayo 4 (5,2%). Un ejemplar para cada caso 1 (1,3%), presentó alimentación a tres fuentes de alimentación las cuales correspondieron a sangres de: humano/cobayo/pollo y humano/perro/cobayo (Tabla 3).

De los 93 ejemplares de *P. herreri* (100%) analizados mediante la prueba de precipitina, se encontró una tasa de infección por *Trypanosoma sp.* en 58 ejemplares (62,4%) (Tabla 3); de estos ejemplares positivos para *Trypanosoma sp.* se encontró mayor preferencia alimentaria por cobayo en 22 ejemplares (23,6%), seguido de pollo 6 (6,4%), cobayo/pollo 5 (5,4%) y finalmente por humano 4 (4,3%). Es importante señalar que un ejemplar (1,1%) de los positivos, tuvo preferencia alimentaria por humano/perro/cobayo y otros 9 ejemplares (9,7%) por otras fuentes alimentarias no identificadas.

**Tabla 3.** Índice de fuentes alimentarias de *P. herreri*, capturados en intradomicilios en Cajaruro, Utcubamba, Amazonas. 2004

Fuentes alimentarias	Precipitina positivos		Positivos a <i>T. cruzi</i>	
	N	(%)*	N	(%)**
Cobayo	28	(36,3)	22	(23,6)
Humano	14	(18,2)	4	(4,3)
Ave	11	(14,3)	6	(6,4)
Perro	6	(7,8)	3	(3,2)
Gato	1	(1,3)	1	(1,1)
Cobayo/Pollo	5	(6,5)	5	(5,4)
Humano/Cobayo	4	(5,2)	2	(2,2)
Gato/Cobayo	3	(3,9)	3	(3,2)
Perro/Cobayo	2	(2,6)	2	(2,2)
Humano/Pollo	1	(1,3)	0	-
Humano/Cobayo/Pollo	1	(1,3)	0	-
Humano/Perro/Cobayo	1	(1,3)	1	(1,1)
Fuente no identificadas			9	(9,7)
<b>Total</b>	<b>77</b>	<b>(100,0)</b>	<b>58</b>	<b>(62,4)</b>

\* Porcentaje calculado sobre el número de triatomos positivos (77) a la prueba de precipitina.

\*\* Porcentaje calculado en base a la totalidad (93) de triatomos examinados.

## DISCUSIÓN

Para desarrollar la prueba de precipitina, es importante tener en cuenta el volumen del antisuero a ser empleado, pues nos permite visualizar adecuadamente el anillo blanquecino formado por la precipitación. Los tubos de vidrio (2,1 mm de diámetro por 40 mm de alto) que se han utilizado, fueron apropiados para la prueba de precipitina. El volumen del antisuero que ingresó por capilaridad fue de 40 mm<sup>3</sup>, lo que equivale a una altura de 6 mm en el tubo. Los resultados de esta investigación son idénticos a los obtenidos por Siqueira<sup>(9)</sup>, quién utilizó tubos de vidrio de 2 mm de diámetro por 40 mm de alto para un volumen de antisuero de 25 mm<sup>3</sup> que equivale a una altura de 8 mm en el tubo. Para ambas investigaciones, se resalta que la utilización de tubos de diámetro pequeño, nos permite utilizar poco volumen de antisuero y por otra parte se puede realizar mayor número de pruebas.

La formación del anillo blanquecino entre las dos fases, fue visible después de transcurrir cinco minutos de realizar la mezcla de los reactivos; sin embargo, este tiempo no es considerado para dar un resultado (positivo o negativo), porque hubo algunos tubos controles que no presentaron el anillo blanquecino a ese tiempo. Como se evaluó a diferentes tiempos y temperaturas, se eligió el de 37 °C por una hora, pues en ese tiempo se observó un buen precipitado blanquecino en la interfase de los tubos controles positivos en menos tiempo que los otros. Siqueira<sup>(9)</sup> eligió la incubación a temperatura ambiente por 120 minutos, pero también encontró reacciones positivas a los pocos minutos de mezclar los reactivos; asimismo al realizar lecturas después de dos horas encontró precipitados blanquecinos en el fondo del tubo lo cual concuerda con nuestras observaciones luego de dejar los tubos por varias horas.

Según Lorosa<sup>(14)</sup> es importante tener en cuenta el título adecuado del antisuero precipitante para la realización de la prueba. En el presente trabajo, se eligió el título de 1:10 000 y más, debido a que un alto título del antisuero asegura una alta sensibilidad de la prueba; sin embargo, es importante también la especificidad del antisuero para no tener reacciones

crucadas. La especificidad estuvo dada cuando los antisueros no reaccionaron con todos los sueros no correspondientes, empleados en la proporción 1:10 y 1:100 (comunicación personal Casanova, 2004). Una vez realizada la absorción de cada antisuero, estos se titularon nuevamente, obteniendo títulos óptimos por encima de 1:10 000.

Un aspecto importante de la prueba de precipitina, es la cantidad de muestra impregnada (manchas oscuras en los papeles), ya que de esto depende la sensibilidad. Casanova (2004 comunicación personal) utiliza papeles Whatman N.º 4 en el que impregna el contenido intestinal y luego los recorta teniendo en cuenta un diámetro de 1 cm<sup>2</sup> para asegurar la presencia de los antígenos que se desea identificar. En este trabajo, no se ha identificado la fuente de alimentación en nueve ejemplares de *P. herreri*, ya que las manchas impregnadas en los papeles Whatman no fueron oscuras y no alcanzaron 1 cm<sup>2</sup> de diámetro, lo que nos indica, que estos triatomos no han ingerido ningún alimento por un tiempo prolongado; nuestros resultados concuerdan con las observaciones realizadas por Siqueira<sup>(9)</sup>.

La sensibilidad y especificidad de la prueba de precipitina, fue evaluada en triatomos alimentados con sangre de humano, perro y cobayo a los 7, 14, 21 y 28 días obteniéndose una especificidad del 100% en todos los intervalos de tiempo evaluados; mientras que la sensibilidad, no es constante en los intervalos de tiempo evaluados, lo que concuerda con los resultados obtenidos por Gomes<sup>(11)</sup> quienes mencionan la variación de la sensibilidad según el tiempo en que se realiza la prueba.

Siqueira<sup>(9)</sup> mencionó restricciones en el uso de la prueba de precipitina para identificar el tipo de sangre ingerida por el triatomo, relacionadas con la calidad de los antisueros precipitantes, cantidad de antígeno a ser examinado y el grado de digestión de la sangre, que varía considerablemente según el tiempo de ingesta y de captura. Esto estaría relacionado con la variación en cuanto a la sensibilidad de la prueba que fue evaluada en triatomos alimentados y conservados en el laboratorio por siete 14, 21 y 28 días, principalmente en la identificación de sangre de cobayo.

Del total de insectos examinados, 17% resultó ser negativo, lo cual ilustra las probables condiciones de ayuno a las cuales estaban sometidos estos triatomos, lo cual fue avalado por la observación del abdomen comprimido y el contenido intestinal escaso e incoloro. Solís<sup>(7)</sup> menciona, que de 401 muestras analizadas por esta prueba, el 30,9% no reaccionó a ninguno de los antisueros utilizados. Pires *et al.*<sup>(15)</sup> al realizar un estudio con 1 937 ejemplares de *T. sordida* en el Serra do Ramalho, Bahía, Brasil, detectó un 29,2% de las muestras que no reaccionaron a ningún antisuero utilizado.

De los 93 ejemplares de *P. herreri*, 60 ejemplares se alimentaron sobre una sola fuente, de ellos, la alimentación sobre cobayo (46,7%) fue lo que predominó, seguida del humano (23,3%) y del pollo (18,3%). El resultado obtenido era de esperar, ya que en la mayoría de las viviendas seleccionadas para la captura de triatomos, se observaron la presencia de cobayos en cocina y en dormitorio; esto explica el poco porcentaje de *P. herreri* alimentados con sangre de perro y gato, pues ellos se desplazan de un lugar a otro por las noches en busca de alimento; mientras que los cobayos y pollos se ubican en ambientes cerrados y separados. Solís<sup>(7)</sup>, menciona a la sangre de aves como principal fuente de alimentación de *T. infestans*, seguida de sangre del roedor y finalmente del humano.

Estudios realizados en Brasil y Uruguay con otras especies de triatomos, encontraron una variedad de fuentes de alimentación como roedor, ave, perro, gato, caballos, cabras, cerdos, etc. y humano; algunos animales silvestres como marsupiales y reptiles (lagartija) <sup>(16)</sup>, también se detectó hemolinfa de cucarachas <sup>(17)</sup>. De todo lo mencionado líneas arriba, podemos indicar que, la selección de los antisueros a ser utilizado en una área determinada, depende de la existencia de las diversas especies de animales presentes en el área a ser evaluada.

Salvatella <sup>(17)</sup>, identificó en una ninfa de V estadio hasta ocho tipos de fuente de alimentación empleando la prueba de doble difusión en agar. En el presente trabajo identificamos hasta tres tipos de fuente de alimentación (humano/cobayo/pollo y humano/perro/cobayo). El hecho de obtener en 17 ejemplares de triatomos una alimentación múltiple, nos indica la amplia movilidad que tiene estos triatomos, por lo que tiene una mayor oportunidad de encontrar una gran variedad de animales para obtener su alimento

En cuanto a las preferencia alimentaria, Calderón <sup>(18)</sup> al estudiar 267 especímenes de *T. dimidiata* procedentes de la meseta central de Costa Rica encontró que el índice de infección natural por *T. cruzi* fue de 44%, donde la fuente humana fue la principal, por otro lado Lorosa <sup>(19)</sup>, encontró un índice de infección de 13% y que también, estuvo relacionado como fuente principal la sangre humana. Los resultados de nuestro estudio con 93 ejemplares de *P. herreri* hemos encontrado un índice de infección natural de 62% por *Trypanosoma sp.* porcentaje muy superior a los encontrados por los autores anteriores.

Cuando se analiza la positividad por *Trypanosoma sp.* teniendo en cuanto el tipo de sangre presente en los triatomos, hemos observado que los porcentajes de infección más elevados fueron en los triatomos con sangre de cobayo, seguidos por la de humano y de pollo; estos resultados nos indica que el cobayo sería el reservorio principal de *Trypanosoma sp.*, en los ambientes intradomiciliarios donde los triatomos fueron capturados <sup>(4)</sup>.

## AGRADECIMIENTOS

Al Sr. Alejandro Arenas del Bioterio del Instituto Nacional de Salud, por el apoyo brindado en el cuidado y mantenimiento de los animales de experimentación. A la Sra. Norma García del Laboratorio de Entomología del Instituto Nacional de Salud por su colaboración en el mantenimiento de los triatomos, así como al Sr. Antero Gonzáles del Hospital de Apoyo de Bagua Grande, Dirección Regional de Salud Amazonas, por su generoso apoyo en el trabajo de campo.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Guillén Z, Cáceres I, Elliot A, Ramírez J. Distribución geográfica de los triatomos en el oriente del Perú. Rev Peru Med Trop UNMSM. 1992; 6: 93-97.
- Suárez BA, Cuervo CL, Puerta CJ. La región intergénica del gen H2A apoya las subpoblaciones KP1 (-) y KP1 (+) de *Trypanosoma rangeli*. Biomédica. 2007; 27(3): 410-18.
- Cáceres AG, Troyes L, Gonzáles-Perez A, Lllontop E, Bonilla C, Muria E, et al. Enfermedad de Chagas en la Región Nororiental del Perú. I. Triatomos (Hemiptera: Reduviidae) presentes en Cajamarca y Amazonas. Rev Peru Med Exp Salud Publica 2002; 19(1): 17-23.
- Ancca J, Pinto J, Vega S, Cáceres AG, Náquira C. Características morfológicas, genéticas, alimenticias y vectoriales de *Panstrongylus herreri* procedentes de Jaén (Cajamarca) y Cajamaro (Amazonas), Perú. Rev Peru Med Exp Salud Publica. 2008; 25(1): 17-25.
- Guillén Z, Cáceres I, Elliot A, Ramírez J. Triatomos del norte peruano y su importancia como vectores de *Trypanosoma spp.* Rev Peru Entomol. 1989; 31(1): 25-30.
- Herrer A. Tripanosomiasis americana en el Perú: V. Triatomos del valle interandino del Marañón. Rev Med Exp. 1955; 9(1-2): 69-81.
- Solís H, Carvalho E, Ferreria C, Casanova C, Huamán A, Mendoza V. Contribución al estudio de la epidemiología de la Enfermedad de Chagas en tres localidades de la zona sur del Perú. An Fac Med (Lima). 2003; 64(4): 223-27
- Sulca L. *Trypanosoma cruzi* en triatomos del distrito de Cajamaro, Utcubamba – Amazonas, Perú 2001. [Tesis de bachiller]. Lima: Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 2004.
- Siqueira A. Estudos sobre a reação de precipitina aplicada á identificação do sangue ingerido por triatomíneos. Rev Inst Med Trop Sao Paulo. 1960; 2: 41-53.
- Weitz B. Identification of blood meals of blood-sucking arthropods. Bull World Health Organ. 1956; 15: 473-90.
- Gomes AM, Duarte R, Lima DC, Diniz BS, Serrão ML, Labarthe N. Comparison between precipitin and ELISA tests in the bloodmeal detection of *Aedes aegypti* (Linnaeus) and *Aedes fluviatilis* (Lutz) mosquitoes experimentally fed on feline, canine and human host. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2001; 96(5): 693-95.
- Elliot A, Cáceres I, Guillén Z, Nakashima I. Identificación de los chinches triatomos (Hemiptera, Reduviidae) conocidos del Perú. Rev Peru Entomol. 1989; 31(1): 18-20.
- Guillen Z, Cáceres I, Elliot A, Ramirez J. Distribución geográfica de los triatomos en el oriente del Perú. Rev Peru Med Trop. 1992; 6: 93-97.
- Lorosa ES, Valente MV, Cunha V, Lent H, Jurber J. Foco de doença de Chagas em Arcádia, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2003; 98(7): 885-87.
- Pires HH, Borges EC, de Andrade RE, Lorosa ES, Diotaiuti L. Peridomiciliary infestation with *Triatoma sordida* Stal, 1859 in the country of Serra do Ramalho, Bahia, Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz. 1999; 94(2): 147-49.
- Freitas SP, Lorosa ES, Rodrigues DC, Freitas AL, Gonçalves TC. Fontes alimentares de *Triatoma pseudomaculata* no Estado do Ceará, Brasil. Rev Saude Publica. 2005; 39(1): 27-32.
- Salvatella R, Calegari L, Puime A, Basmadjian Y, Rosa R, Guerrero J, et al. Perfil alimentario de *Triatoma rubrovaria* (Blanchard, 1843) (Hemiptera: Triatominae) en ámbitos peridomiciliarios, de una localidad rural de Uruguay. Rev Inst Med trop Sao Paulo 1994; 36(4): 311-20.
- Calderón-Arguedas O, Chinchilla M, García F, Vargas M. Preferencias alimentarias de *Triatoma dimidiata* (Hemiptera: Reduviidae) procedentes de la meseta central de Costa Rica a finales del siglo XX. Parasitol Día. 2001; 25(3-4): 78-81.
- Lorosa ES, de Andrade RE, Pujol-Luz JR, Jurberg J, Carcavallo RU. Determinação das fontes alimentares e da infecção natural do *Triatoma jurbergi* (Carcavallo, Galvao & Lent, 1998) *Triatoma vanda* Carcavallo, Jurberg, Rocha, Galvao, Noireau & Lent, 2001 capturados no estado do Mato Grosso, Brasil. Rev Bras Zoonociencias. 2003; 5(2): 253-26

**Correspondencia:** Blgo. Jesús Antonio Pinto Caballero. Instituto Nacional de Salud, Lima, Perú.  
Dirección: Jr. Juan Dávalos 496, San Juan de Miraflores, Lima, Perú.  
Teléfono: (511) 369 9680  
Correo electrónico: jesupc94@gmail.com