


## Comparación de dos dispositivos para la alimentación *in vivo* de la garrapata *Rhipicephalus sanguineus* en condiciones controladas en un hospedador experimental



Jorge Céspedes-Rosas <sup>a</sup>

Álvaro Peniche-Cardena <sup>a\*</sup>

Kimberly Rosas-Contreras <sup>a</sup>

David Martínez-Herrera <sup>a</sup>

Alfredo Villagómez-Cortés <sup>a</sup>

Francisco Tobías Barradas-Piña <sup>b</sup>

<sup>a</sup> Universidad Veracruzana. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. México.

<sup>b</sup> Instituto Tecnológico Superior de Jesús Carranza. Veracruz, México.

\* Autor de correspondencia: [apeniche@uv.mx](mailto:apeniche@uv.mx)

### Resumen:

*Rhipicephalus sanguineus* es una garrapata considerada vector de enfermedades tanto para animales como para humanos. Su ciclo de vida es difícil de estudiar en condiciones de laboratorio debido a sus hábitos alimenticios y reproductivos, lo que limita las investigaciones *in vitro*. El objetivo de este estudio fue comparar dos modelos diferentes de alimentadores *in vivo* para garrapatas, utilizando como método de evaluación el ciclo biológico de *R. sanguineus* alimentadas en conejos. Se diseñaron dos cámaras de alimentación artesanales, de 60 x 40 mm y 25 x 40 mm, que se colocaron sobre conejos. Los resultados revelaron que la cámara de 60 x 40 mm proporcionó mejores parámetros reproductivos y una tasa de recuperación más alta tanto para ninfas (82.3 %) como para adultas (26 %), en comparación con la cámara de 25 x 40 mm (34.7 % para ninfas y 10 %

para adultas) ( $P \leq 0.05$ ). El ciclo biológico tuvo una duración similar en ambas cámaras (74.4 días para la grande y 74.1 días para la pequeña), pero se observaron diferencias ( $P \leq 0.05$ ) en el peso de larvas, ninfas, hembras adultas y la duración del periodo de alimentación larvario.

**Palabras clave:** Garrapatas, Cámaras de alimentación, Parámetros reproductivos, Infestación *in vivo*, Ciclo biológico.

Recibido: 30/05/2024

Aceptado: 09/10/2024

Las investigaciones en torno a la biología, patología y métodos de control para garrapatas requieren simular en condiciones controladas los escenarios naturales en que se desarrollan estos ectoparásitos<sup>(1,2)</sup>. La complejidad de los métodos de alimentación *in vitro* en cuanto a su implementación los hace poco viables<sup>(3)</sup>. La alimentación artificial *in vivo* permite realizar observaciones más precisas al imitar una infestación natural controlada<sup>(2,3)</sup>.

El uso de cámaras de alimentación sobre hospederos es un método *in vivo*<sup>(4)</sup> que consiste en la colocación de dispositivos sobre animales que se infestan de manera controlada; así, se evita el escape de las garrapatas y se facilita la colecta de ejemplares una vez que terminan su proceso de alimentación<sup>(5)</sup>.

*Rhipicephalus sanguineus* (*R. sanguineus*) es una garrapata dura de la familia Ixodidae con una distribución cosmopolita que parasita al perro doméstico, aunque se le puede encontrar en otras especies<sup>(6)</sup>. Tiene gran relevancia tanto para la medicina veterinaria como para la salud pública por su papel como vector transmisor de enfermedades infecciosas a los animales como al humano<sup>(7,8)</sup>. Cada etapa de su ciclo de vida (larva, ninfa, adulto) requiere de un hospedero diferente para alimentarse. Su copula ocurre únicamente sobre el hospedero en turno durante el proceso de alimentación de los adultos<sup>(9)</sup>; esto, complica el mantenimiento de sus colonias en el laboratorio con fines de investigación<sup>(9)</sup>.

Por lo anterior, el presente estudio comparó dos modelos artesanales de cámaras de alimentación *in vivo*, utilizando como método de evaluación los parámetros biológicos y la duración del ciclo biológico de *R. sanguineus*.

El presente trabajo se llevó a cabo en un bioterio provisional ubicado en el Campo Experimental La Posta, INIFAP, km 22.5 carretera federal Veracruz-Córdoba, Paso del Toro, Municipio de Medellín, Veracruz, México.

Se colectaron 82 garrapatas hembra adultas en tres clínicas veterinarias localizadas en la zona conurbada Veracruz-Boca del Río, Veracruz, México mediante recolección manual a partir de perros parasitados de manera natural.

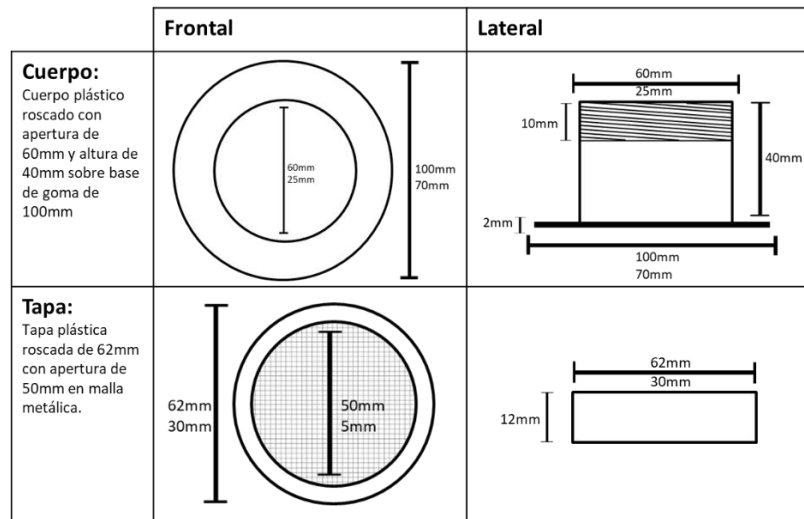
Se utilizó la clave taxonómica propuesta por Nava *et al*<sup>(10)</sup> para identificar a las garrapatas como *R. sanguineus*. Las garrapatas se alojaron a 27 °C en una estufa de cultivo hasta que se obtuvieron los huevos<sup>(11)</sup>; estos, se incubaron durante 20 días con una humedad del 80 % para obtener larvas.

Se utilizaron dos grupos de tres conejos adultos raza Nueva Zelanda (*Oryctolagus cuniculus*) sin distinción de sexo. Al grupo uno se le colocó el modelo de cámara de 25 x 40 mm, al grupo dos la de 60 x 40 mm. Se utilizó un pincel para infestarlos con larvas y se permitió su alimentación hasta éstas se desprendieron por sí mismas del hospedero. Se recolectaron nuevamente y se guardaron en tubos de eppendorf® con tapón de algodón hasta mudar a su estadio ninfal. El proceso descrito se repitió con las ninfas hasta lograr la obtención de garrapatas adultas durante tres generaciones consecutivas, como lo propone Morales<sup>(11)</sup>. Los animales experimentales fueron sometidos a exámenes clínicos previo a cada periodo de infestación para verificar que su estado de salud fuera apto para la experimentación.

Los seis conejos utilizados en este estudio se alojaron de manera individual en jaulas de acero galvanizado de 90 cm de largo, 60 cm de ancho y 38 cm de alto de acuerdo con lo establecido por la NOM-062-ZOO-1999<sup>(12)</sup>. La alimentación diaria consistió en 100 g de pienso comercial, heno de pasto pangola a libre demanda y agua a libre demanda. Para garantizar el estado de salud de los animales se les practicaron exámenes clínicos previo a cada periodo de infestación. Para llevar a cabo el estudio se obtuvo el permiso con folio 01/21 del Comité de Bioética de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Veracruzana para constatar que todos los procedimientos estuvieron acordes con lo establecido en las NOM-062-ZOO-1999<sup>(12)</sup>.

Se confeccionaron dos modelos: uno de 60 x 40 mm (grande) y otro de 25 x 40 mm (pequeño) de acuerdo con lo propuesto por Thomas<sup>(13)</sup> y Mateos-Hernández *et al*<sup>(14)</sup>.

Las cámaras de alimentación de 60 x 40 mm, se confeccionaron a partir de vasos de plástico de 120 ml de la marca Edigar®, perforando en la tapa un agujero de 5 cm de diámetro para adicionar una malla metálica de 120 hilos por pulgada. Se removió el fondo de los vasos para permitir el acceso directo a la piel de los conejos. Se añadió una base de goma para facilitar la fijación de la cámara a la piel de los animales (Figura 1).

**Figura 1.** Diagrama de cámaras de infestación de 60 x 40 mm y de 25 x 40 mm

Para la cámara de alimentación de 25 x 40 mm, se modificaron tubos de ensaye de polipropileno de 50 ml, cortándolos a 40 mm desde la boca del tubo; se añadió una base de goma para facilitar su fijación. Se hizo una perforación de 5 mm de diámetro en la tapa añadiendo malla metálica de 120 hilos por pulgada (Figura 1).

Se afeitó un área de 30 x 30 cm sobre el lomo de los animales, utilizando una máquina de rasurar eléctrica. Se marcó con un plumón el contorno de las cámaras para ajustar y colocar un apósito adhesivo Hypafix® (laboratorio Leukoplast®). Se utilizó un adhesivo de contacto tanto en la base de las cámaras como en el Hypafix®, dejándolo secar por 5 min, después se colocó la cámara y finalmente, se colocó cinta micropore en el contorno para evitar que los conejos mordieran la base de las cámaras. Se colocó una cámara de alimentación grande (60 x 40 mm), a cada animal; para las pequeñas (25 x 40 mm), se colocaron dos sobre cada animal.

En cada uno de los estadios se colocaron las garrapatas dentro de la cámara de alimentación con ayuda de un pincel. Para el estadio larvario se infestó al conejo con entre 500 y 800 larvas de 14 días de edad en ambos modelos de cámara de infestación. En cuanto a las garrapatas en estadio de ninfa, se infestó al hospedador con 200 individuos de 14 días post muda para las cámaras de 60 x 40 mm y 100 individuos para las cámaras de 25 x 40 mm. En el caso de las garrapatas adultas, se infestó con 100 ejemplares de 14 días de maduración post muda para las cámaras grandes y 50 ejemplares para las cámaras pequeñas.

Las garrapatas recuperadas se organizaron en lotes dentro de tubos tipo ependorf: larvas, 100 individuos por lote, ninfas, 50 individuos por lote y adultas un individuo por lote. Posteriormente se alojaron en una estufa de cultivo a  $28 \pm 1$  °C y humedad de  $80 \pm 10$  %, hasta completar su proceso de muda.

Los parámetros medidos fueron: peso vivo por lote de larvas y ninfas, peso vivo individual de adultas, peso masa de huevos, porcentaje de peso ovipositado, tasa de adelgazamiento, número de huevos, larvas por garrapata, tasa de eclosión, preoviposición, oviposición, incubación, periodo de alimentación larvaria, muda de larva-ninfa, periodo de alimentación ninfas, muda de ninfa-adulta, periodo de alimentación adultas, duración del ciclo, tasa de recuperación de ninfas, tasa de recuperación de adultas.

Para comparar los parámetros y la duración del ciclo biológico con los dos tipos de cámara de alimentación se utilizó la prueba de t de Student mediante el programa Minitab® 17 considerando como significativas las comparaciones con un valor de  $P \leq 0.05$ . Las tasas de recuperación se compararon utilizando la prueba de Mann Whitney con el programa Minitab® 17.

El peso de las larvas en la cámara pequeña fue de  $17.44 \pm 10.30$  mg, mientras que en la cámara grande fue de  $23.74 \pm 6.83$  mg ( $P = 0.00$ ) (Cuadro 1). La diferencia puede deberse a la competencia por el área de alimentación. Una superficie menor para alimentarse puede causar que cada larva logre acceder a una menor cantidad de sangre, limitando su peso. Szabo *et al.*<sup>(15)</sup> informaron un peso larvario de  $0.47 \pm 0.04$  mg para garrapatas alimentadas en conejos. La diferencia en los resultados con estos autores<sup>(15)</sup> se debe a una diferencia metodológica, ya que ellos pesaron las larvas de manera individual, mientras que en la presente investigación el peso se obtuvo por lotes.

**Cuadro 1:** Análisis comparativo de parámetros biológicos obtenidos en cámara de alimentación

Parámetro	n	25 x 40 mm (pequeña)	60 x 40 mm (grande)
Peso vivo larvas, mg	93	17.44 <sup>a</sup>	23.74 <sup>b</sup>
Peso vivo ninfas, mg	37	47.80 <sup>a</sup>	117.40 <sup>b</sup>
Peso vivo adultas, mg	31	113.40 <sup>a</sup>	131.81 <sup>b</sup>
Peso masa de huevos, mg	31	95.60 <sup>a</sup>	91.58 <sup>a</sup>
Porcentaje de peso ovipositado	31	80.90 <sup>a</sup>	69.75 <sup>a</sup>
Tasa de adelgazamiento, %	31	37.23 <sup>a</sup>	30.65 <sup>a</sup>
Número de huevos, n	234	1,923.20 <sup>a</sup>	1,783.54 <sup>a</sup>
Larvas /garrapata, n	234	1,646.60 <sup>a</sup>	1,421.38 <sup>a</sup>
Tasa de eclosión, %	234	81.52 <sup>a</sup>	78.49 <sup>a</sup>

<sup>ab</sup> Literales diferentes indican diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ).

El peso vivo de las ninfas en la cámara pequeña fue de  $47.80 \pm 51.80$  mg y en la grande fue de  $117.40 \pm 88.90$  mg ( $P=0.00$ ) (Cuadro 1); esta diferencia se atribuye a la competencia de las ninfas por los sitios de alimentación, la irrigación del área pudo resultar insuficiente para que las ninfas alcanzaran un mayor peso. Szabo *et al*<sup>(15)</sup> calculan un peso de  $5.84 \pm 0.95$  mg para las garrapatas de cepa argentina y de  $4.08 \pm 0.43$  mg para las garrapatas de cepa brasileña. La diferencia con los resultados de estos autores, se deben a la metodología empleada entre los estudios, como se mencionó.

El peso vivo de las garrapatas adultas fue  $113.40 \pm 34.40$  mg para la cámara pequeña y de  $131.81 \pm 35.13$  mg en la grande ( $P=0.00$ ) (Cuadro 1). Esta diferencia se atribuye a una mayor competencia de las garrapatas por el área de alimentación, ya que cada hembra tendría acceso a un menor flujo sanguíneo. Esto podría ser contraproducente para reproducir garrapatas en condiciones de laboratorio usando el modelo de cámara pequeña, ya que el peso de las hembras adultas está relacionado con sus capacidades para ovipositar y su fertilidad. En condiciones de laboratorio Hadi y Adventini<sup>(16)</sup> observaron un resultado ligeramente menor de 68.4 mg; mientras que Kamani<sup>(17)</sup> obtuvo un peso promedio de  $184.1 \pm 154$  mg. La diferencia de parámetros podría deberse a que Kamani utilizó como hospederos perros domésticos, lo que podría favorecer un mayor peso al final del periodo de alimentación.

El peso de la masa de huevos se obtuvo en la cámara pequeña, una media de  $95.60 \pm 48.00$  mg para el peso de la masa de huevos y de  $91.58 \pm 36.92$  mg para la grande (Cuadro 1) ( $P=0.83$ ). Guidotti *et al*<sup>(18)</sup> obtuvieron un peso de masa de huevos de 100 mg, mientras que en otro estudio<sup>(17)</sup> se obtuvo un peso de  $95.8 \pm 89.8$  mg, y en infestación natural reportó  $73.7 \pm 57$  mg. La similitud sugiere que este parámetro no está ligado con la especie del hospedero de *R. sanguineus* y es estable en relación al método de alimentación.

El porcentaje de peso ovipositado en las cámaras pequeña y grande fue de  $80.90 \pm 25.90$  % y de  $69.75 \pm 26.04$  %, respectivamente (Cuadro 1) ( $P=0.38$ ). En un estudio similar se mencionan  $49.9 \pm 13.7$  %, en laboratorio y  $39.7 \pm 12.7$  % en vida libre<sup>(17)</sup>. Al comparar los resultados de ambos trabajos, se concluye que este parámetro no presenta alteraciones significativas en función del tipo de alimentación utilizado.

La tasa de adelgazamiento fue de  $37.23 \pm 16.76$  % en la cámara pequeña y de  $30.65 \pm 10.25$  % en la grande (Cuadro 1) ( $P=0.24$ ). Se puede suponer que no existe relación entre la tasa de adelgazamiento y los métodos de alimentación analizados. Kamani<sup>(17)</sup> obtuvo resultados superiores de  $75.1 \pm 8.1$  % en laboratorio y en condiciones de vida libre de  $62.1 \pm 19.8$  %.

Se obtuvo una media de  $1,923.20 \pm 1,079.58$  huevos y  $1,782 \pm 696.97$  huevos, para las cámaras pequeña y grande respectivamente (Cuadro 1) ( $P=0.70$ ); esto, sugiere que este

indicador es estable con respecto al tipo de cámara de alimentación. En condiciones controladas se reportan  $1,687 \pm 1,274$  huevos mientras que en vida libre,  $2,179 \pm 1952^{(17)}$ .

Para larvas nacidas por garrapata, se registraron resultados de  $1,646.60 \pm 1,145.93$  para la cámara pequeña y  $1,421.38 \pm 664.61$  para la cámara grande (Cuadro 1) ( $P=0.54$ ). Bechara *et al*<sup>(19)</sup> determinaron que en garrapatas alimentadas en cobayos cada garrapata producía una media de  $586 \pm 491$  larvas, dado que en dicho estudio la metodología fue similar a la del presente, se puede suponer que la variación en los resultados es producto de la diferencia de hospedador utilizado.

La tasa de eclosión en la cámara de alimentación pequeña se obtuvo  $81.52 \pm 18.19$  % mientras que en la grande  $78.49 \pm 15.85$  % ( $P=0.70$ ) (Cuadro 1). Un resultado similar fue reportado por Hanan *et al*<sup>(20)</sup> quienes mencionan un  $94.4 \pm 7.3$  %. Bechara *et al*<sup>(19)</sup> reportan resultados similares para garrapatas alimentadas en perros ( $90.2 \pm 13.5$  %), zorros ( $83.7 \pm 31.2$  %) hámsteres ( $81.1 \pm 23.7$  %) y cobayos ( $92.3 \pm 12.5$  %), utilizando cámaras de alimentación similares al modelo de 25 x 40 mm.

Para el periodo de preoviposición, se observó una duración de  $3.80 \pm 0.83$  días en la cámara pequeña  $4.00 \pm 1.26$  días en la grande (Cuadro 2); estas diferencias no resultaron significativas ( $P=0.73$ ), y similares a otros trabajos donde observaron una duración de  $4 \pm 0.81$  días<sup>(20)</sup> y de 4.9 días<sup>(16)</sup>; esto, sugiere que este parámetro es estable y no influenciado por el tipo de alimentación.

**Cuadro 2:** Parámetros del ciclo biológico de *R. sanguineus* obtenidos en cámaras de alimentación

Parámetro	n	25 x 40 mm (pequeña)	60 x 40 mm (grande)
Preoviposición	31	3.80 <sup>a</sup>	4.00 <sup>a</sup>
Oviposición	31	3.20 <sup>a</sup>	4.73 <sup>a</sup>
Incubación	31	27.60 <sup>a</sup>	27.42 <sup>a</sup>
Periodo de alimentación larvaria	93	5.50 <sup>a</sup>	4.57 <sup>b</sup>
Muda de larva-ninfa	93	4.85 <sup>a</sup>	5.00 <sup>a</sup>
Periodo de alimentación ninfas	37	6.16 <sup>a</sup>	5.89 <sup>a</sup>
Muda de ninfa-adulta	37	15.55 <sup>a</sup>	15.36 <sup>a</sup>
Periodo de alimentación adultas	31	7.40 <sup>a</sup>	8.03 <sup>a</sup>
Duración del ciclo		74.83	75.30

<sup>ab</sup> Literales diferentes indican diferencia significativa ( $P \leq 0.05$ ).

El periodo de oviposición en la cámara pequeña fue de  $3.20 \pm 0.44$  días y en la grande  $4.73 \pm 2.27$  días (Cuadro 2). La diferencia no fue significativa ( $P=0.14$ ), lo que sugiere que el tipo de cámara de alimentación no influye en las fases de vida libre de la garrapata. Se han obtenido resultados de  $7.5 \pm 1.72$  días<sup>(20)</sup> y de  $14.3$  días<sup>(16)</sup>.

La duración del periodo de incubación fue  $27.60 \pm 2.51$  días para la cámara pequeña y para la grande  $27.42 \pm 1.72$  días ( $P=0.84$ ) (Cuadro 2) ( $P>0.05$ ) En condiciones de laboratorio<sup>(16)</sup> obtuvieron  $6.9$  días mientras que en vida libre mencionan que la incubación de los huevos varía de  $6$  a  $23$  días<sup>(21)</sup>.

El periodo de alimentación larvario fue de  $5.50 \pm 1.56$  días para la pequeña y de  $4.57 \pm 1.08$  días en la grande ( $P=0.00$ ) (Cuadro 2). Esta diferencia podría asociarse al área de alimentación, que, al ser mayor en la cámara de  $60 \times 40$  mm las larvas estuvieron sometidas a una menor competencia por un sitio idóneo para anclarse, lo que les facilitó realizar esta parte de su ciclo biológico en menos tiempo. Hanan *et al*<sup>(20)</sup>, en un estudio que empleó alimentación *in vivo* obtuvieron resultados muy similares, con una media de  $4.5 \pm 1.16$  días. Esto sugiere que, este período se ve acortado en ausencia de pelo y la capa de sebo.

El periodo de muda de larva a ninfa duró de  $4.85 \pm 0.70$  días para la cámara pequeña y de  $5.00 \pm 0.72$  días para la cámara grande (Cuadro 2); esta diferencia no resultó significativa ( $P=0.47$ ) debido a que esta es una fase de vida libre donde las cámaras de alimentación no tienen una influencia considerable. En condiciones de laboratorio<sup>(20)</sup> refieren un periodo de  $11.6 \pm 1.41$  días. Estas diferencias indican que esta fase del ciclo de la garrapata puede acortarse bajo condiciones de laboratorio.

El periodo de alimentación de ninfas fue de  $6.16 \pm 1.09$  días en la cámara pequeña y de  $5.89 \pm 1.10$  días en la grande (Cuadro 2); ( $P=0.45$ ). Si bien la competencia intraespecífica por los sitios de alimentación dentro de las cámaras pequeñas debería ser mayor, los resultados sugieren que con la cantidad de ninfas utilizadas para la infestación no es posible ver alteraciones significativas en este parámetro. En condiciones de laboratorio Hanan *et al*<sup>(20)</sup> obtuvieron resultados de  $5.5 \pm 1.1$  días muy similares a los de la presente investigación.

El periodo de muda en ninfas tuvo una media de  $15.55 \pm 0.92$  días y  $15.36 \pm 0.83$  días en la cámara de alimentación pequeña y grande, respectivamente (Cuadro 2). Este parámetro también es una fase de vida libre, por lo que como se mencionó es poco probable que el tipo de cámara pueda influenciarlo, lo que explica que la diferencia obtenida entre ambas no sea significativa ( $P=0.52$ ). En condiciones de laboratorio<sup>(20)</sup> obtuvieron en esta etapa una media de  $12.5 \pm 2.0$  días mientras que en condiciones de vida libre<sup>(22)</sup> la reportan entre  $9$  y  $47$  días. La similitud que existe con los resultados de Hannan *et al*<sup>(20)</sup> sugieren que este parámetro no se ve afectado por el cambio de hospedero para las garrapatas.

El periodo de alimentación de adultas en la cámara pequeña, fue de  $7.40 \pm 0.89$  días y de  $8.03 \pm 0.77$  días, en la cámara grande (Cuadro 2) ( $P=0.17$ ), lo que podría explicarse por la baja densidad de garrapatas utilizadas en esta etapa para las infestaciones. En condiciones de laboratorio<sup>(20)</sup> obtuvieron  $9.0 \pm 1.1$  días. En vida libre, las hembras adultas tienen un periodo de alimentación que va de 5 a 21 días<sup>(22)</sup>.

La duración del ciclo biológico fue de  $74.1 \pm 8.3$  días para la cámara pequeña y de  $74.4 \pm 8.2$  días para la grande (Cuadro 2), resultados similares a los publicados de 41 a 73 días para garrapatas mantenidas en condiciones controladas<sup>(20)</sup>. Louly<sup>(23)</sup> en condiciones de vida libre, reportó entre 63 y 91 días. La similitud de los resultados obtenidos en este trabajo con los datos publicados por otros autores sugiere que el modelo de alimentación artificial *in vivo* permite que *R. sanguineus* complete su ciclo biológico en una cantidad de tiempo similar a la que demoraría en condiciones de vida libre.

Con relación a la tasa de recuperación de las cámaras durante el estudio, se observó el 40 % de las cámaras de alimentación pequeñas destinadas a las ninfas y 50 % de las destinadas para los adultos fueron dañadas por los conejos. Este incidente no ocurrió con ninguna de las cámaras de alimentación grandes. Esta situación lleva a reflexionar que los animales experimentales mostraron cierta facilidad, o preferencia por intentar remover o deshacerse de las cámaras de alimentación pequeñas, afectando su integridad y funcionalidad.

Para ninfas, se obtuvieron tasas de recuperación del  $34.73 \pm 29.25$  % para la cámara pequeña mientras que en la cámara grande la tasa de recuperación fue de  $82.30 \pm 60.71$  % ( $P=0.13$ ). A pesar de esto, los hallazgos sugieren que con las cámaras de alimentación grandes se pueden alcanzar tasas de recuperación más altas que con las pequeñas.

Para adultas, en las cámaras pequeñas se obtuvo una tasa de recuperación de  $10.04 \pm 4.24$  % mientras que en las cámaras grandes fue de  $26.72 \pm 5.66$  % ( $P=0.14$ ). Estos resultados, aunque sin significancia estadística, sugieren que las cámaras de alimentación grandes en condiciones de laboratorio facilitan obtener tasas de recuperación más altas.

Se concluye que ambas cámaras de alimentación son funcionales para el mantenimiento de colonias de *R. sanguineus*, sin embargo, el uso del modelo de cámara grande (60 x 40 mm) permitió a las garrapatas mantener parámetros biológicos consistentes con los reportados en la literatura para *R. sanguineus* en condiciones de vida libre. Si bien ambos modelos de cámara de alimentación resultaron funcionales, el grande (60 x 40 mm) no sufrió ningún daño ocasionado por los conejos en comparación con las cámaras pequeñas (25 x 40 mm) donde estos, dañaron algunas, lo que resultó en ver comprometida su funcionalidad y podría considerarse como una ventaja de las cámaras grandes.

**Literatura citada:**

1. Sweatman GK. Physical and biological factors affecting the longevity and oviposition of engorged *Rhipicephalus sanguineus* female ticks. *J Parasitol* 1967;53(2):432–445. doi:10.2307/3276606.
2. Feldman-Muhsam B, Borut S. Copulation in Ixodid ticks. *J Parasitol* 1971;57(3):630. doi:10.2307/3277930.
3. Levin M, Schumacher L. Manual for maintenance of multi-host Ixodid ticks in the laboratory. *Exp Appl Acarol* 2016;70(3):343-367. doi:10.1007/s10493-016-0084-8.
4. Bouwknecht C, Van Rijn P, Schipper J, Hölzel D, Boonstra J, Nijhof A, *et al.* Potential role of ticks as vectors of bluetongue virus. *Exper Applied Acarol* 2010;52(2):183-192.
5. Musyoki JM, Osir EO, Kiara HK, Kokwaro ED. Comparative studies on the infectivity of *Theileria parva* in ticks fed *in vitro* and those fed on cattle. *Exper Applied Acarol* 2004;32(1/2):51–67.
6. Schatz H. *Rhipicephalus sanguineus*: biology and ecology. *Vet Parasitol* 1991;47(1-2):107-115. doi:10.1016/0304-4017(91)90056-U.
7. Parola P, Raoult D. Ticks and tickborne bacterial diseases in humans: an emerging infectious threat. *Clin Infect Dis* 2001;32(6):897-928. doi:10.1086/319347.
8. Guglielmone AA, Robbins RG, Apanaskevich DA, Petney TN, Estrada-Peña A, Horak IG. Comments on controversial tick (*Acari: Ixodida*) species names and species described or resurrected from 2003 to 2008. *Exp Appl Acarol* 2009;48(4):311-327. doi:10.1007/s10493-009-9246-2.
9. Dantas-Torres F. The brown dog tick *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae): from taxonomy to control. *Vet Parasitol* 2010;152:173-185. doi:10.1016/j.vetpar.12.030.
10. Nava S, Mangold AJ, Simonato GE, Puntin E, Sproat MC. Guide for the identification of the main species of ticks that parasitize cattle in the province of Entre Ríos, Argentina. Buenos Aires: Editions National Institute of Agricultural Technology 2019:10-30.
11. Morales S. Repositorio de Tesis DGBSDI: Biología de *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille) (acarida: Ixodidae), en el estado de Morelos, México [tesis doctoral]. Universidad Nacional Autónoma de México; 1995.
12. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). NOM-062-ZOO-1999. Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. Diario Oficial de la Federación del 22 de agosto de 2001. Ciudad de México.

13. Thomas S, editor. Vaccine design: Methods and protocols, Volume 2: Vaccines for veterinary diseases, methods in molecular biology, doi:10.1007/978-1-4939-3389-1\_17, © Springer Science+Business Media New York. 2016.
14. Mateos-Hernández L, Rakotobe S, Defaye B, Cabezas-Cruz A, Šimo LA. Capsule-based model for immature hard tick stages infestation on laboratory mice. *J Vis Exp* 2020;(161):e61430. doi:10.3791/61430.
15. Szabó MPJ, Mangold AJ, Joao CF, Bechara GH, Guglielmone AA. Biological and DNA evidence of two dissimilar populations of the *Rhipicephalus sanguineus* tick group (Acari: Ixodidae) in South America. *Vet Parasitol* 2005;130:131-140. doi: 10.1016/j.vetpar.2005.03.008.
16. Hadi UK, Adventini M. Fecundity, oviposition and egg incubation period of female *Rhipicephalus sanguineus* Latreille (Acari: Ixodidae) ticks in Indonesia. *J Vet Med Res* 2015;2(5):1036.
17. Kamani J. Observations on some biological characteristics of *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato (Acari: Ixodidae) under natural and laboratory conditions in Nigeria. *Folia Veterinaria* 2022;66(1):26-32. doi:10.2478/fv-2022-0003.
18. Guidotti-Aguilar CL, Pinto DM, Pappen FG, Cunha-Filho NA, Bettin-das Santos TR, da Rosa-Farras NA. Parameters of the free-living phase of *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae): adapted to subtropical climate. *J Vet Med Res* 2013;80(4):375-380.
19. Bechara GH, Szabó MPJ, Ferreira BR, Garcia MV. *Rhipicephalus sanguineus* tick in Brazil: Feeding and reproductive aspects under laboratorial conditions. *Braz J Vet Parasitol* 1995;2(4):61-66.
20. Hanan SM, Gabr. Feeding effects of *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari : Ixodidae), on protein consumption and blood loss of their hosts. *J Egypt Soc Parasitol* 2012;42(3):721-726. doi:10.12816/0006355.
21. Jittapalapong S, Stich RW, Gordon JC, Wittum TE, Barriga OO. Performance of female *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae) in dogs exposed to multiple infestations or immunization with tick salivary gland or midgut tissues. *J Med Entomol* 2000;37(4):601-611. doi:10.1603/0022-2585-37.4.601.
22. Pegram RG, Clifford CM, Walker J, Keirans JE. Clarification of the *Rhipicephalus sanguineus* group (Acari, Ixodoidea, Ixodidae). I. R. *Sulcatus Neumann*, 1908 and R. *Turanicus Pomerantsev* 1936. *Syst Parasitol* 1987;10(1):3-26. doi:10.1007/bf00009099.

23. Louly CCB. Seasonal dynamics of *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae) in dogs from a simi unit in Goiânia, Goiás, Brazil. Int J Med Microbiol 2007;291:156-163. doi:10.1016/s1438-4221(02)80030-3.