



Universidad Nacional del Nordeste

Facultad de Ciencias Veterinarias

Corrientes-Argentina

**TRABAJO FINAL DE GRADUACIÓN**

**MÓDULO DE INTENSIFICACIÓN PRÁCTICA**

**Título:**

**“EVALUACIÓN DE EFICACIA DE FORMULACIONES GARRAPATICIDAS  
EN TERNEROS ESTABULADOS”**

**OPCIÓN:** CLÍNICA DE GRANDES ANIMALES

**TUTOR EXTERNO:** MV. Del Río Álvarez, Florencia.

**TUTOR INTERNO:** Dra. LOZINA, Laura Analía.

**RESIDENTE:** CABRERA, Ailén Emilse.

**CORREO ELECTRÓNICO:** ailencabrerasilvestri@gmail.com

## **INDICE**

RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN	2
• Distribución geográfica	3
• Taxonomía del R. microplus	7
• Ciclo de vida de R. microplus	7
• Terapéutica	9
• Resistencia de los acaricidas	10
OBJETIVOS	13
➤ Objetivo general	13
➤ Objetivos particulares	13
MATERIALES Y MÉTODOS	14
RESULTADOS Y DISCUSION	20
1. OBSERVACIONES GENERALES Y EXÁMEN CLÍNICO	20
2. EVALUACIÓN DE LA EFICACIA	24
CONCLUSIÓN	28
ANEXO I	29
BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA	33

## **RESUMEN**

La garrapata común del ganado bovino, *Rhipicephalus microplus*, es parte del grupo de artrópodos más ampliamente extendido en regiones ganaderas tropicales y subtropicales del mundo, produciendo grandes pérdidas económicas, por daños directos, debido a la acción de las picaduras y daños indirectos, por su rol como vectores. El método más eficaz para llevar a cabo su control consiste en evitar que las formas parasitarias alcancen el estado de teleoginas. Para esto, es importante la utilización racional de productos garrapaticidas aprobados por los organismos oficiales. El objetivo del presente estudio, fue determinar la eficacia de dos formulaciones garrapaticidas, para ello, se realizó en las instalaciones de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la UNNE la parasitación artificial de seis terneros, durante un período de 24 días, con 20.000 larvas semanales. Posteriormente, se formaron 3 grupos, dos Grupos Tratados (G1 y G2) y un Grupo Control (GC), de n=2 terneros. El Día 0 (D0) del ensayo, el G1, recibió como tratamiento la formulación conteniendo: Fipronil + Fluazurón y el G2 Diclorvós (DDVP)+Fluazurón. Las formulaciones se administraron por vía subcutánea a razón de 1ml/50Kg PV, según instrucciones del fabricante. Los animales fueron subidos a jaulas experimentales, donde desde el día 0 al día 24, se realizaron recolecciones diarias de las garrapatas desprendidas, que fueron contabilizadas y una alícuota de las 20 teleoginas más grandes, fue pesada e incubada a  $28^{\circ}\text{C} \pm 1$  y 70% de humedad. Posteriormente fue determinado el peso de huevos, y observada la eclosión de las larvas. Finalizado el mismo, se pudo determinar que los productos administrados resultaron ser seguros e inocuos, a las dosis utilizadas, sin presentación de reacciones adversas. Del análisis de los resultados obtenidos a partir de los parámetros estudiados en los grupos tratados y control, se concluye que la eficacia de las combinaciones utilizadas en el G1 fue de 88,86% y en el G2 de 50,44%. Cabe destacar que las exigencias del ente regulador en Argentina, SENASA, requiere un porcentaje de eficacia igual o superior al 95% para la aprobación de productos garrapaticidas de aplicación parenteral, según Res. 757/98. Asimismo, estos resultados son solo orientativos, ya que el número de animales utilizados en el ensayo es muy bajo.

## **INTRODUCCIÓN**

La garrapata del ganado bovino, *R. microplus*, es la especie de garrapata más importante que afecta al ganado en el mundo. Los efectos directos provocados por el parasitismo de las garrapatas y los hemoparásitos que transmiten, constituyen una limitación importante para la producción ganadera en áreas tropicales y subtropicales del mundo (Jongejan & Uilenberg, 2004). Esta parasitosis impide a los animales expresar su potencial productivo y ocasionan, además, pérdidas económicas importantes (Echeverry y Ríos Osorio, 2016).

Las garrapatas son consideradas como los principales vectores implicados en la transmisión de patógenos a los animales domésticos y de vida silvestre, incluyen agentes tanto virales como protozoarios y bacterianos, generando problemas de salud y manejo en el ganado tanto en grandes como pequeños rumiantes. Recientemente, las enfermedades transmitidas por garrapatas volvieron a ocupar un lugar destacado en términos de su impacto en los medios de vida de las comunidades agrícolas de escasos recursos en los países en desarrollo (Oteo Revuelta, 2016).

Además de las pérdidas asociadas a la presencia de *R. microplus* sobre los animales, la continua aplicación de pesticidas en un intento por controlar sus altas infestaciones ha resultado en el desarrollo de resistencia a los químicos en esta especie de garrapata, siendo esta un fenómeno actual que aumenta día a día (Díaz Rivera, 2012).

En América del Sur, se presentan dos enfermedades de relevancia en la actividad ganadera, la babesiosis y la anaplasmosis; ambas enfermedades en conjunto constituyen el complejo que se conoce comúnmente como Tristeza bovina (Luciani, 2003), el cual se presenta asociado a un cuadro de decaimiento general y anemia que son responsables del nombre con el que se refiere este síndrome. Las pérdidas económicas asociadas a estas enfermedades están vinculadas a las tasas de mortalidad, pérdida de peso, abortos en hembras infectadas, costos de los tratamientos y profilaxis y pérdidas en la producción lechera debido a que los animales enfermos tienen una menor tasa de conversión alimenticia y niveles productivos más bajos (De la Fournière, 2018).

- **Distribución geográfica**

En Argentina la garrapata se distribuye en un área al norte de los paralelos 30-31 Sur y desde el este al oeste hasta los 66°L. En el área están concentradas (65-70%) de cabezas, entre Corrientes, Misiones, Este de Chaco, Este de Formosa, Norte de Santa Fe. A veces, por infestaciones accidentales se encuentra presencia de garrapatas al sur de esos paralelos, hasta el sur de las provincias de Entre Ríos, de Santa Fe y en provincia de Buenos Aires (Daffner, 2012). Hay inclusive investigaciones donde involucran a la provincia Santiago del Estero, Tucumán, Catamarca, Salta, Jujuy y en el norte de Córdoba (Cetrá, 2001), Fig. 1.



**Figura 1.** Distribución de *R. microplus* en Argentina.

La distribución de la garrapata en Argentina está relacionada a dos factores ambientales, el déficit hídrico y las temperaturas, requiriendo de inviernos benignos (mayoría de los meses con temperaturas superiores a 14,5 °C) y déficit hídricos bajos (climas relativamente húmedos).

La aptitud ecológica de cada región para *R. microplus* se puede clasificar en función de estas dos variables:

- 1)- Área intermedia: Déficit hídrico anual <200 mm; 3-4 meses del año con  $T^{\circ} < 15.4^{\circ}\text{C}$ ;
- 2)- Área intermedia: Déficit hídrico anual <200-500 mm; 3-4 meses del año con  $T^{\circ} < 15.4^{\circ}\text{C}$ ;
- 3)- Área favorable: Déficit hídrico anual <200 mm; 1 mes del año con  $T^{\circ} < 15.4^{\circ}\text{C}$ ;

- 4) Área erradicada por la campaña de lucha contra la garrapata;
- 5) Área naturalmente libre. (Mangold *et al.*, 2011).

Actualmente existe un programa que se encuentra enmarcado en la Ley 12.566 de 1938, en el Decreto Reglamentario N° 7623 de 1954 y en la Resolución SENASA N°382 de 2017 del Servicio Nacional de Sanidad Animal (SENASA), el cual es responsable de generar las normas que enmarcan el control sanitario de este parásito y velar por el cumplimiento de los requisitos normativos vigentes a nivel nacional. A través de su actual Plan Nacional de Control y/o Erradicación, el Programa se basa en cuatro pilares fundamentales:

- 1) Preservar la zona libre de garrapatas.
- 2) Salvaguardar la inocuidad de los alimentos.
- 3) Cumplir con los principios básicos de los tratamientos integrados, estratégicos y el uso racional de los productos garrapaticidas.
- 4) Reconocer planes superadores provinciales y/o regionales (SENASA, 2018).

El productor es el responsable primario de ejecutar un plan sanitario en su establecimiento que cumpla con la estrategia sanitaria de su zona o provincia y que respete:

1. El control integrado del parásito mediante el uso racional de los productos veterinarios garrapaticidas y la aplicación de los criterios básicos del tratamiento integrado y estratégico; y
2. La presentación de los animales limpios de garrapatas (libres de cualquier estadio parasitario) para la inspección previa al despacho de una tropa, cuando se decide mover animales hacia zona sin garrapatas.

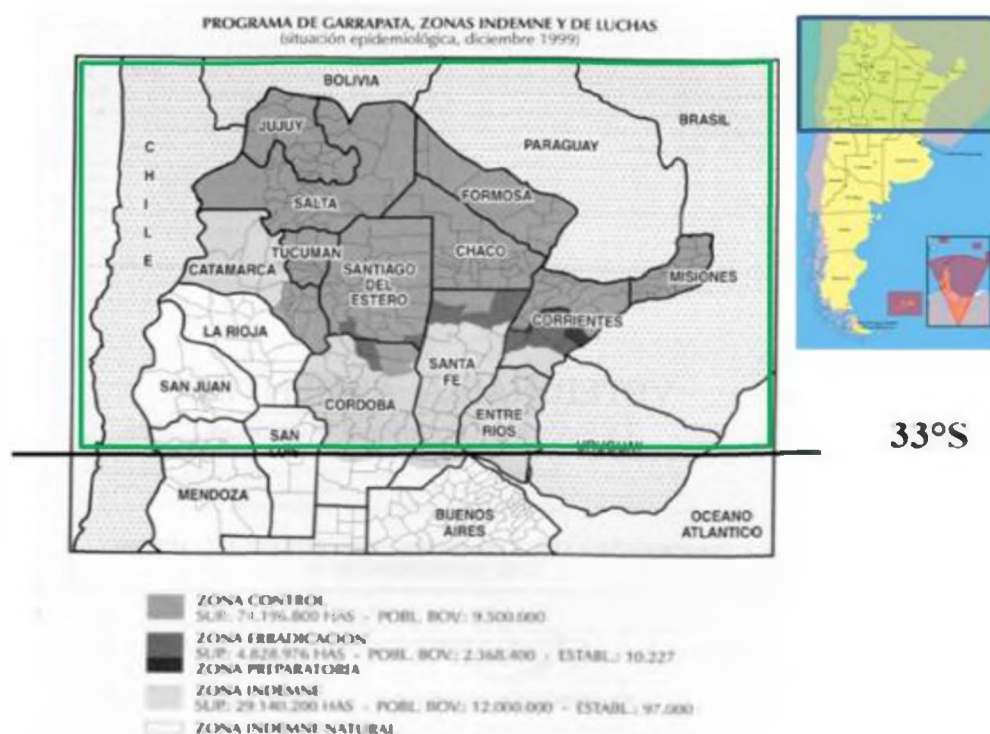
Asimismo, en zona sin garrapatas es obligatoria la notificación del hallazgo de cualquier estadio de garrapata viva por parte de cualquier persona o profesional, y la actuación del organismo conforme al Procedimiento de declaración y atención de focos (SENASA, 2018).

Según la resolución SENASA N°382 de 2017, el Territorio Nacional se divide, de acuerdo a la presencia de *R. microplus*, en las siguientes zonas:

- ZONA DE CONTROL (con garrapatas): es el territorio del país ecológicamente apto para la evolución del ciclo biológico del *R. microplus*, donde sin existir la obligatoriedad de la erradicación, se adopten medidas sanitarias y tratamientos estratégicos en las épocas del año más propicias para el desarrollo del parásito, tendientes a garantizar un nivel mínimo aceptable de saneamiento.

- ZONA DE ERRADICACIÓN (bajo plan): es el territorio del país ecológicamente apto para la evolución del ciclo biológico del *R. microplus*; donde los establecimientos adopten una estrategia de limpieza y eliminación progresiva del parásito, basados en la aplicación de tratamientos garrapaticidas, hasta alcanzar su erradicación total del ambiente. Bajo controles sanitarios y fiscalizados por el SENASA.

- ZONA INDEMNE (libre de garrapatas): es el territorio del país ecológicamente libre de la presencia del parásito o aquel apto para la evolución del ciclo biológico del *R. microplus*, donde se haya ejecutado y comprobado su erradicación en todos los establecimientos y/o exista un porcentaje menor al UNO POR CIENTO (1 %) de establecimientos infestados, en proceso de limpieza y fiscalizados por el SENASA (SENASA, 2018), Fig.2.



**Figura 2.** Zonas definidas para el control de *R. microplus* según la Ley N° 12566 (Plan de lucha contra la garrapata). En distintos tonos de gris se marcan las zonas en relación a su condición en el plan, actualizadas por SENASA (1999). El paralelo 33° S marca la división entre la región endémica y la región libre de la enfermedad.

El desarrollo de resistencia en artrópodos depende, entre muchos otros factores, del ciclo de vida de estos organismos, del número de descendientes por generación, de las poblaciones refugio existentes en campo (individuos que no han sido puestos en contacto con plaguicidas), así como del volumen, frecuencia y condiciones de aplicación de los compuestos. La garrapata de un hospedador *R. microplus* tiene un ciclo corto de vida y produce muchos descendientes, pudiendo manifestar rápidamente resistencia, lo cual es particularmente común en este artrópodo. Esta situación, unida al uso intensivo de acaricidas y a las condiciones inadecuadas de preparación y aplicación, da lugar a que sus poblaciones desarrollen mecanismos que permiten la supervivencia de algunos individuos expuestos al tratamiento, mientras los susceptibles son eliminados (Díaz Rivera, 2012).



En la Argentina se encuentra documentada la resistencia que tienen estos artrópodos a piretroides, organofosforados y al amitraz en forma histórica, y más recientemente al fipronil por su mal manejo.

- **Taxonomía del *R. microplus***

Esta garrapata pertenece a la familia Ixodidae (garrapatas duras); anteriormente se la conocía como *Boophilus microplus* pero en el año *Boophilus* se ha convertido en un subgénero del género *Rhipicephalus* (Horak *et al.*, 2002).

Se encuentra dentro de la siguiente clasificación taxonómica:

Categoría	Taxón		
Phylum	Arthropoda		
Clase	Arachnida		
Orden	Acarina		
Suborden	Ixodoidea		
Familia	Ixodidae	Argasidae	Nuttalliellidae
Género	<i>Ixodes</i>		
	<i>Amblyomma</i>		
	<i>Anomalohimalaya</i>		
	<i>Bothriocroton</i>		
	<i>Cosmionna</i>	<i>Argas</i>	
	<i>Dermacentor</i>	<i>Carios</i>	
	<i>Haemaphysalis</i>	<i>Ornithodoros</i>	<i>Nuttalliella</i>
	<i>Hyalomma</i>	<i>Otobius</i>	
	<i>Margaropus</i>		
	<i>Nosomma</i>		
	<i>Rhipicentor</i>		
	<i>Rhipicephalus</i>		

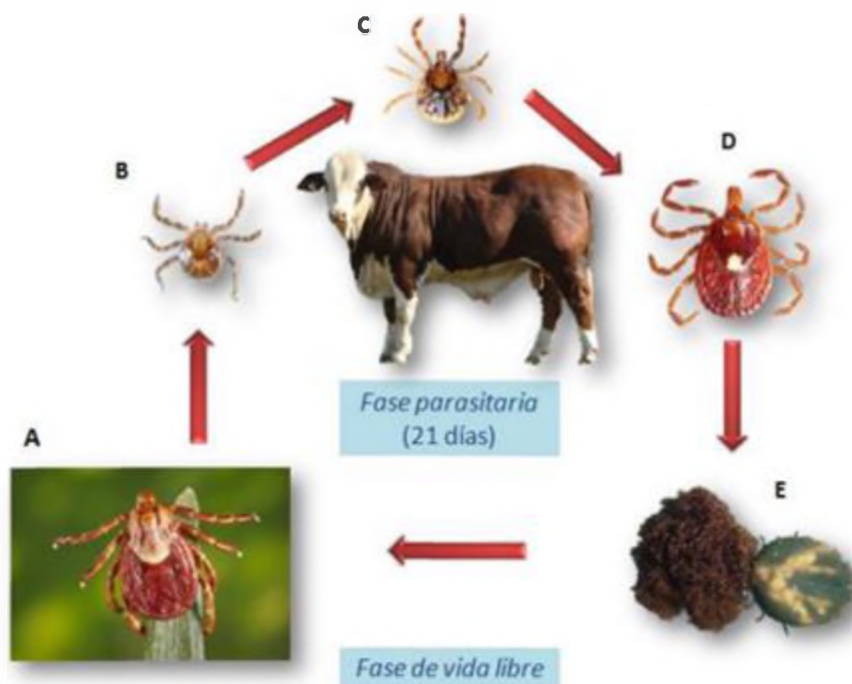
Fuente: Echeverry y Ríos Osorio, 2016.

- **Ciclo de vida de *R. microplus***

Respecto a su ecología, *R. microplus* se caracteriza por ser una garrapata de un solo hospedador; esto se denomina ciclo monoxénico e implica que todos los estadios de vida parasitaria transcurren sobre un mismo bovino, sin traspaso de artrópodos de un animal a otro. Sin embargo, los machos adultos de *R. microplus* pueden alimentarse de varios bovinos que se encuentren en estrecha proximidad (Callow *et al.*, 1979). Los estadios principales de la garrapata comprenden huevos, larvas hexápodos, ninfas octópodos y adultos octópodos; a su vez, el ciclo de vida posee fases de vida libre y de vida parasitaria

(Fig.3). El ciclo de vida libre comienza cuando la teleogina madura (Fig 3E) se desprende del hospedero y cae al suelo. A partir de este evento, se producirá el desove de 2000 a 3000 huevos (que culminará con la muerte de la teleogina), la incubación de los mismos, la eclosión y la vida larvaria libre. La duración de este período es variable, y está estrechamente relacionada con las condiciones ambientales tales como temperatura, humedad y luz entre otros. La fase de vida parasitaria ocurre sobre el hospedero y presenta una duración de aproximadamente 21 días (Núñez *et al.*, 1982). La misma comienza cuando la larva, que se encuentra en el ápice de los pastos a la espera del paso de un hospedero (Fig 3A), logra subir al bovino.

En líneas generales, esta fase parasitaria puede dividirse en una etapa larval (Fig 3B), una ninfa I (Fig 3C) y una adulta (Fig 3D). En la primera etapa, una vez que la larva está sobre el hospedero camina buscando un lugar para fijarse, se fija y comienza a alimentarse. Cuando la larva muda (alrededor del día 5 post fijación), emerge la ninfa (Fig 3C). Esta, casi no se traslada y se fija nuevamente para alimentarse. Por último, la etapa adulta comienza con la emergencia del adulto a partir de la muda ninfal (Fig 3D); los machos se movilizan para fecundar a las hembras que se encuentran fijadas al hospedero, las cuales se alimentarán hasta quedar completamente ingurgitadas. En este estado, se desprenden del bovino para desovar en las pasturas (Fig 3E), finalizando la fase parasitaria. En cuanto a las estrategias de control, se postula que el método más eficaz es aquel que logre evitar que los ejemplares de *R. microplus* albergados en el hospedero alcancen el estadio de teleogina, previniendo la eclosión de larvas (Núñez *et al.*, 1982). Estos métodos involucran productos químicos que difieren entre otras cosas en su modo de utilización (De la Fournière, 2018).



**Fig 3.** Principales estadios evolutivos de *R. microplus*. Los estadios infestivos para el bovino son las larvas eclosionadas e el ambiente (A, B), las ninfas (C) y los adultos (D). Luego las hembras ingurgitadas o teleoginas (E) caen al pasto para desovar.

- **Terapéutica**

En cuanto a las estrategias de control, se postula que el método más eficaz es aquel que logre evitar que los ejemplares de *R. microplus* albergados en el hospedero alcancen el estadio de teleogina, previniendo la eclosión de larvas (Núñez *et al.*, 1982). Estos métodos involucran productos químicos que difieren entre otras cosas en su modo de utilización. Los métodos más utilizados para aplicar los acaricidas son los baños de inmersión, los baños de aspersión y por derrame dorsal; pero también se utilizan presentaciones inyectables. Los productos utilizados pueden dividirse en distintos grupos según la naturaleza química a la cual pertenecen: arsenicales, organoclorados, diclorodifeniltricloroetano (DDT), hexacloruro de benceno (BHC), organofosforados, carbamatos, piretroides sintéticos, y nuevas drogas acaricidas entre otros. Todos ellos difieren en su toxicidad a los mamíferos, modo de acción y poder residual. Últimamente, el amplio uso de estos acaricidas químicos para el control de las garrapatas ha llevado al

aumento de la fármaco resistencia para arsenicales, piretroides, órganos fosforados y amidinas (De la Fournière, 2018).

Por ellos, tanto a nivel productivo como académico, es necesario proponer estrategias que integren diversos mecanismos de control. Dichas estrategias deben incluir el estudio de la dinámica poblacional en relación con variables climáticas, manejo de pasturas, la selección de razas más resistentes, la correcta y eficiente aplicación de controles sintéticos y el estudio de la efectividad de controladores alternativos, en un sistema de manejo integrado de plagas o control integrado de parásitos (Polanco Echeverry y Ríos Osorio, 2016).

- **Resistencia de los acaricidas**

El mayor inconveniente asociado al uso de garrapaticidas es el inevitable desarrollo de poblaciones de garrapatas resistentes al principio tóxico, ocurriendo en Argentina con los Arsenicales en 1940, con los clorados en el 1951, con los fosforados en el 1968, con los piretroides en la década del 90 y en el 2010-11 se diagnosticaron al menos dos poblaciones resistentes a formamidinas (amitraz) (Daffner, 2012).

La resistencia se ha definido como la habilidad que adquieren algunos individuos de una población de garrapatas para sobrevivir a concentraciones de un pesticida, las cuales serían letales para el resto de la población normal de la misma especie. Es decir, que los ectoparásitos resistentes desarrollan una habilidad que es heredable y los capacita fisiológica y etológicamente para bloquear la acción tóxica de un determinado plaguicida, por medio de mecanismos metabólicos y no metabólicos y, en consecuencia, sobrevivir a la exposición de dosis que para otros sería mortal. La resistencia es, entonces, un fenómeno de orden genético, lo cual quiere decir que se establece a nivel de los cromosomas de las garrapatas (Márquez, 2003).

La resistencia acaricida en garrapatas se confiere principalmente por dos mecanismos fisiológicos importantes: insensibilidad del sitio y desintoxicación metabólica. Solo o en combinación, estos mecanismos confieren resistencia a todas las clases disponibles de acaricidas (Rodríguez-Vivas, 2012). En la práctica, se sospecha la presencia de resistencia, cuando un producto que antes era útil para el control, ya no demuestra el

mismo efecto, siempre y cuando se asegure que se trabaja con óptimas condiciones de aplicación. Un mal manejo de estos productos químicos, ya sea por una sub o sobredosificación, la rigurosidad en el mecanismo de aplicación de los productos, la frecuencia de aplicación, la selección y rotación de moléculas acaricidas y la falta de una base epidemiológica para el control de los ectoparásitos, han sido las causas principales para la aparición de resistencia a la mayoría de moléculas utilizadas para el control de garrapatas en el ganado (NAVA, 2017).

Entre las drogas propuestas en este ensayo para la evaluación de eficacia garrapaticida se destacan, fluazuron cuyo mecanismo de acción es ser “inhibidor del crecimiento”, al ser aplicado en el dorso del animal es absorbido y depositado en grasa, posteriormente es liberado lentamente al torrente sanguíneo, protegiendo al ganado por períodos prolongados. Pertenece al grupo de las benzoilfenilureas, que actúa sistemáticamente; la garrapata al ingerir el fluazuron a través de la sangre del hospedero, las larvas y ninfas mueren al no poder completar su muda siguiente por interferencia en el desarrollo de quitina, la hembra adulta al ingerir el producto transfiere el fluazuron a los huevos impidiendo su eclosión por alteración de la embriogénesis. Esta droga previene de la reinfestaciones por 8 a 12 semanas y un periodo de retiro de 40 días en animales de carne (Casas *et al.* 2009). Seguidamente, se propone la combinación de la formulación con Fipronil, un derivado de los fenilpirazoles cuyo mecanismo de acción actúa como antagonista del GABA fijándose al receptor en el interior del canal ionóforo de cloro donde normalmente el flujo del cloro está regulado por el receptor GABA que permite la apertura del canal, provocando la hiperpolarización de las células nerviosas con la consecuente disminución de su actividad, el bloqueo del ionóforo del cloro anula el efecto neurotransmisor del GABA, inhibiendo el flujo intracelular de aquel ion conduciendo a la muerte del parásito por hiperexcitación. Además, por ser una molécula lipofílica se deposita en las glándulas sebáceas y folículos pilosos, el cual por un periodo prolongado se va liberando hacia el exterior de la piel, es por ello su capacidad de tener un efecto prolongado en el control de los parásitos. Proporcionando en bovinos una protección de 2 -3 semanas con un periodo de retiro de 100 días (Rojas, 2004; Tang, *et al.* 2008).

La segunda formulación propuesta combina Fluazuron con Diclorvos, este último pertenece al grupo de los organofosforados, recibe esta denominación porque es un producto orgánico que derivan del ácido fosfórico. En general son empleados como antiparasitarios externos, pero también posee propiedades para actuar como

antiparasitario interno. Este grupo de fármacos atraviesan en forma rápida la cutícula de los insectos, la acción se lleva a cabo por bloqueo de la hidrólisis de la acetilcolina en los sitios de transmisión colinérgica, debido a la inhibición de la enzima acetilcolinesterasa a la que se unen en forma irreversible. En ausencia de esta enzima, la acetilcolina no modificada de los parásitos se acumula, lo que atrae aparejado hiperexcitabilidad, parálisis y muerte. No produce acumulación en los tejidos, el peligro de intoxicación se relaciona más bien con la cantidad ingerida que con el contacto repetido o la desviación metabólica del producto. El 7 de mayo de 2018, el Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA) ratificó conforme a la Resolución 149/2018 la prohibición de uso y comercialización de los productos fitosanitarios que contengan diclorvos (DDVP) para su aplicación en todas las etapas de la cadena granaria: producción, poscosecha, transporte, manipuleo, acondicionamiento y almacenamiento de granos. En veterinaria aún no se encontró esta prohibición.

## **OBJETIVOS**

### **➤ Objetivo general**

- Evaluar la eficacia de dos formulaciones garrapaticidas conteniendo Fipronil + Fluazuron y DDVP + Fluazuron en terneros infestados artificialmente con *R. microplus*.

### **➤ Objetivos particulares**

- Reproducir la infestación artificial con larvas de *R. microplus* cepa sensible (SENASA) en bovinos.
- Determinar el Coeficiente de Reducción de Teleoginas (CRT) en terneros tratados.
- Determinar el Coeficiente de Disminución de la ovoposición (CDO) de las Teleoginas enfrentadas al tratamiento.
- Determinar el Coeficiente de Reducción de la fertilidad (CRF) de los huevos de las Teleoginas tratadas.
- Realizar el seguimiento clínico de los animales.

## **MATERIALES Y MÉTODOS**

**Lugar:** Laboratorio de Fármacos Garrapaticidas y sus instalaciones, dependiente de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la UNNE, ubicado en la ciudad Capital de la provincia de Corrientes.

**Periodo:** junio – Agosto 2021.

Las actividades realizadas se encuentran enmarcadas dentro de la resolución N°1079/1997-SENASA como prueba biológica aprobada.

**Instalaciones:** los animales fueron alojados en un galpón cubierto, protegidos del viento y sol, en jaulas metálicas individuales provistas de comedero y bebedero, donde permanecieron durante toda la experiencia.

**Animales:** se utilizaran n= 6 bovinos (*Bos taurus*), mestizos de raza Braford con un peso promedio mayor a 150 kg al inicio del experimento y 8 meses de edad.

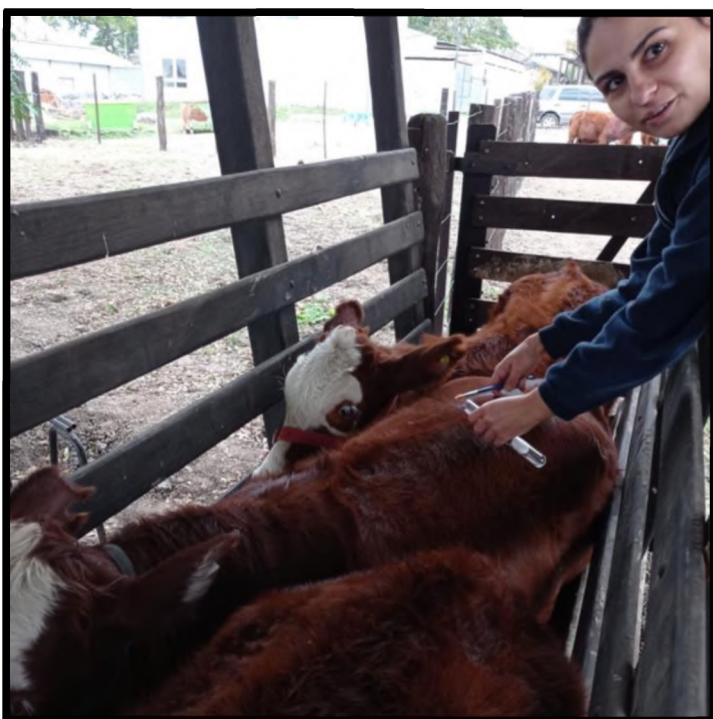
**Amansamiento de los animales:** la primer semana antes del comienzo del bioensayo se procedió a realizar las tareas de amanse y adaptación de los mismos a las instalaciones, alimentación y bozal, Fig.4.



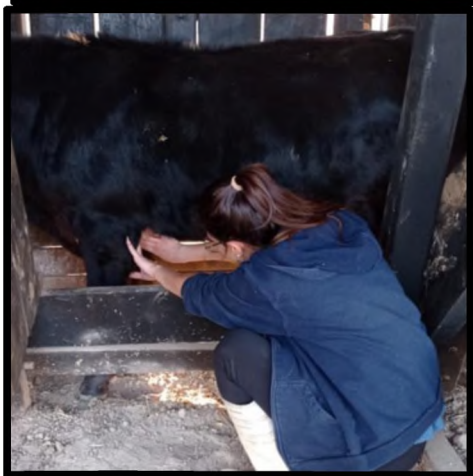
**Figura 4.** Amansamiento de los terneros.



Parasitación artificial: a partir del día -24 se realizaron 11 (once) parasitaciones artificiales a todos los animales, con cepas de referencia sensible mantenidas en condiciones de laboratorio, en el laboratorio de Fármacos Garrapaticidas anexo a la Cátedra de Farmacología y Toxicología de la FCV-UNNE. Las parasitaciones se llevaron a cabo mediante la siembra individual de 20.000 larvas semanales durante 24 días intercalados. Se juntaron los animales en el corral, y a medida que iban pasando por la manga se colocaba un tubo de larvas por animal (Fig.5), y se los dejaba atados durante una hora, luego se los soltaban. Esto se realizó los lunes, miércoles y viernes. Controlando en los días posteriores la evolución del ciclo de *R. microplus* (Fig. 6-7).



**Figura 5.** Colocación de larvas en el dorso del animal



**Figura 6.** Control de evolución del ciclo parasitario.



**Figura 7.** Teleoginas en oreja.

Conformación de los grupos experimentales: previamente a las parasitaciones, el día -25 se procedió al pesaje individual de los animales, se tomó muestra de sangre para evaluar el parámetro Hematocrito (%HTO), la conformación de los lotes que fue al azar. El D0 los animales se ubicaron en jaulas individuales, dividiéndose en 3 grupos de 2 animales cada uno; el G1 y G2 son los que recibieron la combinación del Fluazuron + Fipronil y Fluazuron + DDVP, respectivamente, siendo estos los grupos tratados (GT) y el grupo 3 considerado como control, no tratado (GC). Las formulaciones fueron administradas por vía parenteral, subcutánea al D0 del ensayo a razón de 1ml/50KgPV para ambas formulaciones (Fig. 8-9-10-11).



**Figura 8.** Toma de muestra de sangre.



**Figura 9.** Formulaciones garrapaticidas.



**Figura 10.** Aplicación del fármaco



**Figura 11.** Alojamiento individual

Seguimiento de los animales y evaluación de la eficacia: la determinación del coeficiente de reducción del número de teleoginas, inició el día 0, luego cada 24 hs, y hasta el día +24 (D+24), se colecta y registra la cantidad individual de teleoginas desprendidas de los animales de cada grupo (Fig. 12). Se selecciona un total de 20 teleoginas de cada animal, se pesan y colocan en placas de Petri de polipropileno (Fig.13), las mismas identificadas con el número de caravana de cada animal, del día de recolección y el peso del total de teloginas, posteriormente se incuban a  $28 \pm 1$  ° C y 70% de humedad. Luego de 18 días de incubación se trasladan los huevos a una cámara de eclosión para determinar el coeficiente de reducción de la oviposición.

Se controla el día de inicio de desove y pasados 10 días del D0 se registra el número de teleoginas vivas y muertas hasta ese momento.

Para determinar el coeficiente de reducción de la fertilidad, transcurridos los 18 días post desove, se separan y pesan la totalidad de los huevos de cada placa, que posteriormente fueron depositados en cámaras de eclosión (hasta 1 gr de huevos).

La determinación de la eficacia se realiza según la Res. SENASA N° 1079/97 para la aprobación de fármacos garrapaticidas.

#### Análisis estadístico:

##### *Coeficiente de Reducción del N° de teleoginas (CRT)*

$$CRT (\%) = 100 \times \left( 1 - \frac{N^{\circ} \text{ de Teleoginas del Grupo Tratado}}{N^{\circ} \text{ de Teleoginas del Grupo Control}} \right) =$$

##### *Coeficiente de reducción de la oviposición (CRO)*

$$CRO (\%) = 100 \times \left( 1 - \frac{\text{Peso Promedio del aove por teleogina del Grupo Tratado}}{\text{Peso Promedio del aove por teleogina en el Grupo Control}} \right) =$$

##### *Coeficiente de reducción de la fertilidad (CRF)*

$$CRF(\%) = 100 \times \left( 1 - \frac{\text{Peso promedio de Larvas eclosionadas por gr de huevos incubados en el Grupo Tratado}}{\text{Peso Promedio de Larvas eclosionadas por gramo de huevos incubados en el Grupo Control}} \right) =$$

Para el registro de los datos se realizan planillas tanto de campo como de laboratorio.

Para determinar el porcentaje de eficacia se realiza la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje Eficacia (\%)} = 100 \times [1 - (CRT \times CRO \times CRF)]$$

Los animales estarán clínicamente sanos, libres de enfermedades infectocontagiosas, metabólicas y de manejo, que comprometan el desarrollo completo del estudio.





**Figura 12.** Recolección de teleoginas.



**Figura 13.** Clasificación, conteo y pesaje de teleoginas.

## **RESULTADOS Y DISCUSION**

### **1. OBSERVACIONES GENERALES Y EXÁMEN CLÍNICO**

A lo largo de la experiencia se fueron realizando controles del estado de salud y exámenes físicos a los animales, corroborando que su comportamiento, salud y aptitud sean coincidentes con la especie, categoría y condiciones de manejo establecidas para este

estudio, teniendo en cuenta todas las normativas de bienestar animal. Se determinó que todos los animales se encontraban normales en lo que respecta al sistema nervioso, incluido comportamiento, sistema cardiovascular, linfático, respiratorio, gastrointestinal, reproductor, urinario, tegumentario y locomotor.

El análisis del hematocrito realizado el día 0 de la prueba reveló valores dentro de los parámetros normales para la especie y edad de los animales, en la mayoría de los mismos. Presentando en algunos terneros un %Hto inferior a los valores de referencia (38- 43% al destete), descrito por Coppo (2008). De igual manera se encontró existen reportes que incluyen estos valores como normales para la especie en cuestión (24-46) (Castro Frías, 2017). Los animales recibieron de rutina y desde el inicio del ensayo fueron un reconstituyente hemático (Hematover plus®), una vez por semana. En la Tabla I se presenta la estadística descriptiva correspondiente a los valores obtenidos del %Hto de los animales al inicio y al finalizar el ensayo.

**Tabla I.** Estadística descriptiva del %Hto al Día 0 y Día 24 de la prueba.

<b>Grupos</b>	<b>Días</b>	<b>N</b>	<b>Media±DE</b>	<b>C.V (%)</b>	<b>Min.</b>	<b>Max.</b>
<b>Control</b>	D0	2	33.69,1±0,05	17.	26%	43%
			9	5		
	D24	2	36.7±0.045	12.	30%	42%
				61		
<b>Tratados</b>	D0	4	30.67±0.044	14.	23.4	36%
				23	%	
	D24	4	36.29±0.058	15.	26.6	42%
				89	%	

Los dos productos que contienen los tres bioactivos que estamos estudiando fueron adecuadamente asimilados por los terneros tratados según el protocolo establecido, sin presentar efectos adversos a la administración.

Al inicio del ensayo los animales presentaron un peso medio de 208,2 kg en el grupo control y de 200,88kg en los grupos tratados. Al finalizar la prueba los animales fueron pesados nuevamente obteniendo un peso promedio para el grupo control de 226,7 kg, y en el grupo tratado de 220,13kg. Los resultados se encuentran detallados en las **Tablas II y III**.

**Tabla II. Peso vivo de los animales pertenecientes al grupo control.**

<b>CARAVAN A</b>	<b>PESO INICIAL (KG)</b>	<b>PESO FINAL (KG)</b>
<b>1. 11</b>	201,0	229,0
<b>14</b>	215,5	224,5
<b>PROMEDIO PESOS</b>	208,2±10,25	226,7±3,18
<b>PROMEDIO KG</b>		18,5
<b>GANADOS</b>		0
<b>GMD (KG)</b>		0,38

**Tabla III. Peso vivo de los animales pertenecientes al grupo tratado.**

<b>CARAVAN A</b>	<b>PESO INICIAL (KG)</b>	<b>PESO FINAL (KG)</b>
<b>1</b>	194.5	218.0
<b>7</b>	198.5	222.0
<b>8</b>	198.5	211.0
<b>9</b>	212.0	229.5
<b>PROMEDIO PESOS</b>		220,13±7,73
	200.88±7,65	
<b>PROMEDIO KG</b>		19,2
<b>GANADOS</b>		5
<b>GMD (KG)</b>		0,40

**Recuento de huevos en materia fecal, hpg (huevos por gramo de heces):**



En este estudio se utiliza como parámetro para evaluar el estado general de los animales. Los resultados que se obtuvieron se representan en la **Tabla IV**, como se observa hay terneros que dan valores altos de hpg, los mismos fueron tratados con albendazol por vía oral utilizando una dosis 5 mg/kg de peso vivo. De igual modo ciertos autores decretan que en terneros al pie de la madre es frecuente observar conteos altos (por encima de los 600 hpg), sin que necesariamente ello esté indicando alteraciones en la productividad de los animales. En esta categoría de animales, inmunológicamente inmaduros, los parásitos hembras manifiestan todo su potencial de postura, de manera que pocos parásitos pueden dar lugar a altos conteos de hpg sin que ello constituya necesariamente un indicador de interferencias productivas (Fiel, 2005). La coprología cuali-cuantitativa se realizó como valor diagnóstico pudiendo en líneas generales afirmar, que además de su practicidad y de dar rápidos resultados a bajo costo, el hpg es una técnica confiable para estimar infestaciones en rodeos, fundamentalmente en animales jóvenes, siempre que se lo asocie a otros parámetros (antecedentes epidemiológicos, manejo previo, infestación de los potreros, géneros presentes, etc.) y se tengan en cuenta sus limitantes (Suárez, 2005).

Otro trabajo hecho por el INTA indica que en los bovinos las cargas consideradas bajas oscilarían en hpg inferiores a 245 y 146 de hpg, cargas moderadas no superarían los 700 y 363 de hpg y las altas pasarían estas cifras respectivamente en bovinos menores al año y mayores a los 18 meses de edad (Suárez, 2005).

**Tabla IV.** Hpg de los animales incluidos en el ensayo.

GRUP	CARAVANA	HPG
O		
CONTROL	11	560
	14	720
G1	9	240
	8	400
G2	7	360
	1	440



**Figura 14.** Procedimiento de pesaje de MF para conteo de hpg.



**Figura 15.** Observación en el microscopio de huevos.

## **2. EVALUACIÓN DE LA EFICACIA**

Se recolectaron 37.322 teleoginas totales, las que pertenecieron a GC: 20.241 teleoginas, G1: 4.415 teleoginas y en el G2: 12.666 teleoginas. La recolección diaria de teleoginas desde D0 al D+24 y los datos correspondientes a los parámetros obtenidos de la etapa extraparasitaria del ciclo biológico de *R. microplus*, tanto en los GT como GC, se muestran en el ANEXO I (**Tabla V**).

A continuación, se describe en la **Tabla VI**, el resumen de la etapa de recolección dividido en tres periodos, D0 a D7, D8 a D16 y D17 a D24. Se observa que el G1 presenta la mitad de teleóginas recolectadas que el G2, mientras que el último presenta un volumen de recolección similar al control. Asimismo, en el segundo periodo, la diferencia se hace aún mayor entre los G1 y G2, lo que demuestra que la combinación Fipronil + Fluazurón posee una mayor eficacia, que se pierde hacia el final del recuento. Cabe destacar que la eficacia lograda por ambas formulaciones no llega a la exigida para la aprobación de productos garrapaticidas en la resolución de SENASA 1079/97 vigente en nuestro país.

**Tabla VI.** Resumen dividido en tres períodos

Días		Teleoginas recolectadas	Alicuota incubada	Peso total alícuota (gr)	Teleoginas sobrevivientes	Peso total ovoposición (gr)	Huevos incubados (gr)	Peso total larvas (gr)
0 al +7	GC	5.836	320	150,54	319	60,26	16,00	7,36
	G1	2.283	320	116,99	311	50,41	16,00	4,37
	G2	4.501	320	145,88	310	67,08	16,00	7,31
8 al +16	GC	8.595	360	174,94	360	82,91	18,00	6,70
	G1	932	347	110,39	345	47,71	17,11	4,71
	G2	6.309	360	156,65	351	80,45	18,00	3,51
17 a+24	GC	5.810	280	137,09	280	57,11	14,00	3,52
	G1	1.200	234	75,73	219	31,72	11,39	2,63
	G2	1.856	280	121,13	280	61,17	14,00	2,29

En la **Tabla VII** se observan los resultados obtenidos de los coeficientes, Coeficiente de Reducción del N° de Teleoginas (CRT), Coeficiente de Reducción de la Oviposición (CRO) y el Coeficiente de Reducción de la Fertilidad (CRF), necesarios para la obtención del Porcentaje de Eficacia del producto en estudio, representado en la **Tabla VIII**.

**Tabla VII. Resultados de los coeficientes**

	<b>0+7</b>	<b>8+16</b>	<b>17+2</b> <b>3</b>	<b>0+24</b>
<b>GRUPO 1</b>				
<b>CRT</b>	0,39	0,13	0,16	0,21
<b>CDO</b>	0,85	0,53	0,65	0,71
<b>CRF</b>	0,59	2,61	0,85	0,71
<b>GRUPO 2</b>				
<b>CRT</b>	0,77	0,73	0,31	0,62
<b>CDO</b>	1,14	0,99	1,07	1,06
<b>CRF</b>	0,99	0,52	0,65	0,74

Teniendo en cuenta estos coeficientes hallados, se procedió a calcular la eficacia garrapaticida del producto utilizado, el cálculo del porcentaje de eficacia (en las combinaciones utilizadas arrojó en el G 1 el 88,86% y en el G 2 el 50,44%. En la resolución de SENASA 1079/97 vigente en nuestro país, indica que para la aprobación de especialidades medicinales se requiere una eficacia mayor al 95% para ser considerada satisfactoria por el ente regulador, siendo la de estas combinaciones de fármacos muy por debajo del valor requerido.

**Tabla VIII. Porcentajes de Eficacia.**

<b>% Eficacia</b>	<b>0 +7</b>	<b>8 +16</b>	<b>17 +24</b>	<b>0 +24</b>
<b>GRUPO 1</b>	80,07	80,48	90,61	88,86
<b>GRUPO 2</b>	12,25	61,73	77,74	50,44

En otros trabajos se llegó a evaluar los efectos deletéreos de una formulación en spray (DDVP 60% + clorpirifos 20%), sobre los parámetros reproductivos de una población susceptible de *R. microplus* hembras. Las garrapatas se asignaron al azar a los tratamientos de acuerdo con el número medio de hembras separadas de cada vaca en los días -3, -2 y -1 y la ubicación del corral de ganado. El número de garrapatas hembras

ingurgitadas que se desprendieron naturalmente del ganado se contó diariamente desde el día 1 hasta el día 30. Para cada grupo, se evaluaron 20 garrapatas hembras ingurgitadas desprendidas o el número disponible recolectado diariamente con respecto a los parámetros reproductivos. Asociaciones de organofosforados demostraron elevada eficacia acaricida, así como efectos deletéreos sobre los parámetros reproductivos de *R. microplus* hembras, el peso de las hembras congestionadas (días 1 a 7), el peso de las masas de huevos (días 5 a 10) y el porcentaje de eclosión de larvas (días 5 a 19) se redujeron ( $P \leq 0,05$ ) (CRUZ, *et al*).

Otro estudio trabajó con la combinación Fipronil al 1% y Fluzuron al 2,5 % (Duotak FF) la carga parasitaria disminuyó considerablemente, siendo eliminada en su totalidad todas las garrapatas existentes en la superficie epitelial de los animales tratados, teniendo una eficacia del orden de 100% a los 7 días de aplicado el producto. Al cabo de 24 horas de aplicación del producto, las garrapatas existentes en la superficie corporal de cada animal se comenzaron a observar muertas y secas. La diferencia que hay en este estudio es que la aplicación se realiza en forma epicutanea (Tang Plog, 2009).

## **CONCLUSIÓN**

A partir de los resultados obtenidos en el presente trabajo se concluye que, en las condiciones en las que fue realizado el ensayo, las dos formulaciones garrapaticidas administradas por vía subcutánea en bovinos infestados artificialmente con *R. microplus* son inocuas para la salud de los animales, pero presentan un bajo porcentaje de eficacia, insuficiente para su aprobación como garrapaticidas por el ente regulador nacional. Asimismo, la combinación fipronil+fluazuron resulto prometedora, tal vez serian necesario algunos ajuste farmacotecnicos para lograr la eficacia requerida, sobre todo teniendo en cuenta el número bajo utilizado en el ensayo.

## **ANEXO I**

**Tabla V.** Resultados obtenidos desde el día 0 al +24, grupo tratado.

<b>GRUPO CONTROL</b>							
<b>Día de prueba</b>	Teleoginas recolectad.	Alicuota Incubada	Peso total Alicuota	Teleoginas Sobrevivien	Peso total oviposición	Gramos h. incubados	Peso total larvas
<b>0</b>	607	40	19,87	40	6,32	2	0,95
<b>+1</b>	790	40	19,03	39	6,15	2	0,82
<b>+2</b>	566	40	19,12	40	6,25	2	0,97
<b>+3</b>	1049	40	18,68	40	7,32	2	0,69
<b>+4</b>	712	40	18,19	40	7,88	2	0,55
<b>+5</b>	561	40	18,36	40	7,9	2	0,89
<b>+6</b>	754	40	17,99	40	8,6	2	1,54
<b>+7</b>	797	40	19,3	40	9,84	2	0,95
<b>0 a +7</b>	<b>5836</b>	<b>320</b>	<b>150,54</b>	<b>319</b>	<b>60,26</b>	<b>16</b>	<b>7,36</b>
<b>+8</b>	1089	40	19,41	40	10,17	2	0,87
<b>+9</b>	1232	40	19,69	40	9,49	2	0,73
<b>+10</b>	1290	40	19,87	40	9,67	2	0,88
<b>+11</b>	914	40	20,2	40	8,81	2	0,82
<b>+12</b>	1051	40	20,09	40	9,28	2	0,91
<b>+13</b>	989	40	19,37	40	9	2	0,88
<b>+14</b>	635	40	18,37	40	8,4	2	0,84
<b>+15</b>	739	40	19,13	40	9,01	2	0,39
<b>+16</b>	656	40	18,81	40	9,08	2	0,38
<b>8 a +16</b>	<b>8595</b>	<b>360</b>	<b>174,94</b>	<b>360</b>	<b>82,91</b>	<b>18</b>	<b>6,7</b>
<b>+17</b>	967	40	20,62	40	9,75	2	0,67
<b>+18</b>	716	40	18,87	40	5,09	2	0,59
<b>+19</b>	678	40	18,71	40	4,91	2	0,48
<b>+20</b>	527	40	18,68	40	9,21	2	0,38
<b>+21</b>	737	40	19,67	40	9,65	2	0,39
<b>+22</b>	1027	40	20,32	40	9,38	2	0,59
<b>+23</b>	1158	40	20,22	40	9,12	2	0,42

<b>+17 a +24</b>	5810	280	137,09	280	57,11	14	3,52
<b>TOTAL</b>	<b>20241</b>	<b>960</b>	<b>462,57</b>	<b>959</b>	<b>200,28</b>	<b>48</b>	<b>17,58</b>

<b>GRUPO 1</b>							
<b>Día de prueba</b>	<b>Teleoginas recolectadas</b>	<b>Alicuota incubada</b>	<b>Peso total Alicuota</b>	<b>Teleoginas sobrevivientes</b>	<b>Peso total oviposición</b>	<b>Gramos h. incubados</b>	<b>Peso total larvas</b>
0	324	40	17,35	40	7,55	2	1,11
+1	671	40	15,76	35	4,97	2	0,66
+2	527	40	14,47	39	6,42	2	0,16
+3	218	40	14,66	39	6,49	2	0,49
+4	172	40	13,39	40	5,7	2	0,51
+5	132	40	13,4	40	6,11	2	0,48
+6	117	40	13,26	39	5,94	2	0,37
+7	122	40	14,7	39	7,23	2	0,59
0 a +7	2283	320	116,99	311	50,41	16	4,37
+8	117	40	12,8	40	4,87	2	0,38
+9	52	36	12,24	40	5,63	2	0,61
+10	90	40	12,9	40	5,77	2	0,62
+11	84	40	12,48	40	6,12	2	0,62
+12	116	40	13,34	40	6,18	2	0,57
+13	131	40	13,62	39	6,1	2	0,65
+14	104	39	12,33	40	4,78	2	0,26
+15	103	34	9,97	32	3,86	1,49	0,76
+16	135	38	10,71	34	4,4	1,62	0,24
8 a +16	932	347	110,39	345	47,71	17,11	4,71
+17	152	32	9,96	26	4,31	1,32	0,35
+18	158	33	11,28	33	4,53	1,87	0,28
+19	200	38	11,46	37	4,72	1,65	0,62
+20	170	31	10,78	31	4,56	1,85	0,35
+21	212	39	12,7	39	5,14	2	0,36



<b>+22</b>	171	34	10,85	29	4,46	1,38	0,35
<b>+23</b>	137	27	8,7	24	4	1,32	0,32
<b>+17 a +24</b>	1200	234	75,73	219	31,72	11,39	2,63
<b>TOTAL</b>	<b>4415</b>	<b>901</b>	<b>303,11</b>	<b>875</b>	<b>129,84</b>	<b>44,5</b>	<b>11,71</b>

<b>GRUPO 2</b>							
<b>Día de prueba</b>	<b>Teleoginas recolectadas</b>	<b>Alicuota incubada</b>	<b>Peso total Alícuota</b>	<b>Teleoginas Sobrevivien</b>	<b>Peso total oviposición</b>	<b>Gramos h. incubados</b>	<b>Peso total larvas</b>
<b>0</b>	319	40	18,86	39	8,95	2	1,53
<b>+1</b>	436	40	18,48	39	8,4	2	0,37
<b>+2</b>	468	40	18,17	36	7,12	2	0,84
<b>+3</b>	623	40	17,94	37	7,21	2	0,48
<b>+4</b>	540	40	17,92	40	8,13	2	2,6
<b>+5</b>	618	40	18,39	39	8,72	2	0,67
<b>+6</b>	699	40	17,83	40	9,09	2	0,27
<b>+7</b>	798	40	18,29	40	9,46	2	0,55
<b>0 a +7</b>	4501	320	145,88	310	67,08	16	7,31
<b>+8</b>	857	40	18,07	40	9,14	2	0,43
<b>+9</b>	1061	40	18,92	40	10,18	2	0,38
<b>+10</b>	1170	40	18,17	40	9,57	2	0,53
<b>+11</b>	627	40	17,9	40	8,94	2	0,4
<b>+12</b>	753	40	18,13	40	9,11	2	0,56
<b>+13</b>	615	40	16,52	39	8,8	2	0,61
<b>+14</b>	472	40	16,2	40	8,21	2	0,25
<b>+15</b>	375	40	16,23	32	8,51	2	0,11
<b>+16</b>	379	40	16,51	40	7,99	2	0,24
<b>8 a +16</b>	6309	360	156,65	351	80,45	18	3,51
<b>+17</b>	360	40	16,98	40	9,04	2	0,13
<b>+18</b>	256	40	16,98	40	8,42	2	0,44
<b>+19</b>	344	40	17,76	40	8,91	2	0,31

<b>+20</b>	227	40	17,51	40	8,87	2	0,38
<b>+21</b>	260	40	17,53	40	9,16	2	0,28
<b>+22</b>	221	40	17,6	40	8,7	2	0,40
<b>+23</b>	188	40	16,77	40	8,07	2	0,35
<b>+17 a +24</b>	1856	280	121,13	280	61,17	14	2,29
<b>TOTAL</b>	<b>12666</b>	<b>960</b>	<b>423,66</b>	<b>941</b>	<b>208,7</b>	<b>48</b>	<b>13,11</b>

## **BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA**

1. CALLOW, L., Mellors, L., McGregor, W., 1979. Reduction in virulence of *Babesia Bovis* due to rapid passage in splenectomized cattle. *Int. J. Parasitol.* 9, 333–338.
2. CASAS E., et al. 2009. Tratamiento y control de Garrapata *Boophilus microplus*, a través de la combinación de Fluzuron/fipronil pour on, en bovinos de trópico, Pucallpa, Perú.
3. CASTRO FRIAS, E. 2017. Indicadores clínicos y sanguíneos en vacas autóctonas criadas en sistema extensivo. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria*, vol. 18, no 12, p. 1-8
4. CETRÁ, B. 2001. Garrapata común del bovino. E.E.A. INTA Mercedes, Corrientes. Sitio Argentino de Producción Animal. N° 352.
5. COPPO, J.A. 2008. Fisiología comparada del medio interno. Segunda edición. Editorial Salta.
6. CRUZ, B. C., et al. 2014 Effect of a spray formulation on the reproductive parameters of a susceptible population of *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus*. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, vol. 23, p. 421-427).
7. DAFFNER A. 2012. La garrapata de los vacunos. Características y control. *Revista veterinaria argentina* en: <https://www.veterinariargentina.com/revista/2012/10/la-garrapata-de-los-vacunos-cracteristicas-y-control/>
8. DE LA FOURNIÈRE S., 2018. Análisis de transmisibilidad y diversidad de especies de hemoparásitos en bovinos y garrapatas *Ixodidae* de la región del NEA. Tesis presentada para optar al título de Doctor de la Universidad de Buenos Aires en el área: CIENCIAS BIOLÓGICAS.
9. DÍAZ RIVERA, E.. 2012. Mecanismos moleculares y bioquímicos de resistencia a acaricidas en la garrapata común de los bovinos *Rhipicephalus microplus*. *Revista Colombiana de Ciencia Animal*, Vol. 5, No. 1.
10. FIEL A. C.; Stefan. E.; Ferreyra D. A Manual Diagnostico final.pdf <https://www.aavld.org.ar/publicaciones/Manual%20Diagnostico%20final.pdf>

11. HORAK, IG, Camicas, JL. & Keirans, JE Argasidae, Ixodidae y Nuttalliellidae (Acari: Ixodida): una lista mundial de nombres de garrapatas válidos. *Exp Appl Acarol* 28, 27–54 (2002). <https://doi.org/10.1023/A:1025381712339>
12. JONGEJAN, F.; UILENBERG, G. 2004 The global importance of ticks. *Parasitology*, vol. 129, no S1, p. S3-S14.
13. LUCIANI C. 2003. Babesiosis y anaplasmosis, la “tristeza bovina”. Public. de la Estación Experimental Agropecuaria INTA, Colonia Benítez, Chaco, Argentina, p. 5-8.
14. NÚÑEZ, J.L., Muñoz Cobeñas, M.E., Moltedo, H.L., 1982. *Boophilus microplus*: la garrapata común del ganado vacuno. Editorial Hemisferio Sur, Buenos Aires.
15. MANGOLD, A.; NAVA, S.; MASTROPAOLO, M. 2011. Garrapata común del bovino [*Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus*] (bioecología, importancia sanitaria, control, resistencia a los antiparasitarios). Ficha Nro 5. Laboratorio de Parasitología e Inmunología, INTA. Estación Experimental Agropecuaria Rafaela.
16. MÁRQUEZ LARA, D. A., *et al.* 2003 Resistencia de las garrapatas a los acaricidas y estrategias para su control.
17. NAVA, S.; MANGOLD, A.J.; MOREL, N.; ROSSNER, M.V.; GUGLIELMONE, A.A. 2017 Epidemiología y control de la garrapata común del bovino *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus* en Argentina. Publicación Miscelánea Año V - N°2 ISSN en línea-2314-3126. INTA. Estación Experimental Agropecuaria Rafaela.
18. OTEO REVUELTA, JA. (2016). Espectro de las enfermedades transmitidas por garrapatas. *Pediatría Atención Primaria*, 18(Supl. 25), 47-51. Epub 15 de marzo de 2021. [http://scielo.isciii.es/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1139-76322016000500008&lng=es&tlng=es](http://scielo.isciii.es/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1139-76322016000500008&lng=es&tlng=es).
19. POLANCO ECHEVERRY, D. N. y RÍOS OSORIO, L.A. 2016. Aspectos biológicos y ecológicos de las garrapatas duras. *Corpoica Cienc Tecnol Agropecuaria*, Mosquera (Colombia); 17(1):81-95. ISSN 0122-8706, ISSNE 2500-5308.
20. RODRÍGUEZ-VIVAS, R. I., HODGKINSON, J. E., & TREES, A. J. (2012). Resistencia a los acaricidas en *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus*: situación actual y mecanismos de resistencia. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*, 3(Supl. 1), 9-24. de

[http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S2007-11242012000500004&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-11242012000500004&lng=es&tlng=es).

21. ROJAS, M. 2004. Nosoparasitosis de los rumiantes peruanos. 101-102 p. Perú
22. SENASA 2018. Garrapatas del bovino. <http://www.senasa.gob.ar/cadena-animal/bovinos-y-bubalinos/produccion-primaria/sanidad-animal/enfermedades-y-estra-sani/garrapatas-del-bovino>.
23. SUÁREZ V. H. 2005. E.E.A INTA Anguil [https://www.produccionanimal.com.ar/sanidad\\_intoxicaciones\\_metabolicos/parasitarias/parasitarias\\_bovinos/61parasitos\\_internos\\_en\\_invernada.pdf](https://www.produccionanimal.com.ar/sanidad_intoxicaciones_metabolicos/parasitarias/parasitarias_bovinos/61parasitos_internos_en_invernada.pdf).
24. TANG P. J., HERRERA F. R., IZAGUIRRE L. R, 2009. Evaluación de la Eficacia y Tolerancia de una nueva Solución Externa sobre la base de Fipronil y Fluazuron (Duotak FF)\* contra garrapatas en ganado. <https://www.agrovetmarket.com/pdf/1%20Duotak%20FF%20Engorde.pdf>