

MORTALIDAD DE LA MOSCA DEL CUERNO *Haematobia irritans* (L.) CAUSADA POR EL PIGMENTO FLOXIN B^a

Jesús Loera Gallardo^b
Daniel S. Moreno^c
Mathew Waldon^d
Asunción Méndez Rodríguez^b

RESUMEN

Loera GJ, Moreno DS, Waldon M, Méndez RA. *Téc Pecu Méx* 2000;38(3)211-217. Se evaluó la efectividad del pigmento Floxin B contra la mosca del cuerno *Haematobia irritans* L. Se utilizaron moscas cultivadas en laboratorio. Los tratamientos se prepararon mezclando el pigmento con sangre fresca de bovino, en proporciones de 500, 1000, 1500, 2000 y 2500 ppm, y un testigo que consistió en sangre fresca de bovino sin pigmento. Las moscas se mantuvieron en jaulas de 30x30x30 cm y los tratamientos fueron suministrados tres veces durante un día, mediante toallas sanitarias colocadas en la parte superior de las jaulas. El día siguiente a la aplicación de los tratamientos, las jaulas se trasladaron fuera del laboratorio para exponer las moscas a la luz solar, de 0700 a 1100. El número de moscas muertas se registró 24 h después. Los números totales de moscas muertas fueron sometidos al análisis Probit. Las concentraciones letales (CL) CL₅₀ y CL₉₀ de Floxin B fueron 1210 y 2042 ppm respectivamente. La efectividad de este pigmento en el campo, dependerá del desarrollo de un método práctico de aplicación al ganado, para facilitar su ingestión por las moscas.

PALABRAS CLAVE: Díptera, Muscidae, Mosca del cuerno, *Haematobia irritans* L. Pigmento, Floxin B, Concentración letal 50%, Concentración letal 90%, Ganado bovino.

La mosca del cuerno *Haematobia irritans* (L.) es una de las especies de mosca que se ha constituido como una plaga de interés económico en la ganadería mexicana de las áreas tropicales y subtropicales⁽¹⁾. En el ganado bovino, la garrapata *Boophilus microplus* ha sido el ectoparásito de mayor incidencia, sin embargo, desde 1988 la

mosca del cuerno se ha establecido como la plaga más importante en Tamaulipas, donde existe una población cercana a un millón de cabezas de ganado bovino y una producción aproximada de 250,000 crías al año⁽²⁾.

La mosca del cuerno es un insecto hematófago, de los más persistentes y molestos parásitos externos del ganado⁽³⁾. Su nombre común se debe al hábito de congregarse alrededor de los cuernos⁽⁴⁾, no obstante, es frecuente encontrarla en la cabeza, dorso o abdomen de los animales; además del ganado bovino puede atacar también a otras especies como cabras, caballos, perros, borregos y ocasionalmente

^a Recibido el 9 de marzo de 2000 y aceptado para su publicación el 14 de noviembre de 2000.

^b Campo Experimental Río Bravo. CIR-Noreste, INIFAP. Km. 61 carretera a Matamoros, Apdo. 172. 88900 Cd. Río Bravo, Tamaulipas. Correspondencia y solicitud de separatas.

^c Subtropical Agricultural Research Laboratory, Agricultural Research Service. USDA.

^d Knippling-Bushland U.S. Livestock Insects Research Laboratory. Agricultural Research Service. USDA.

al hombre⁽⁵⁾. La presencia y desarrollo de *H. irritans* se favorece cuando las condiciones ambientales de temperatura oscilan entre 27 a 30°C y 65 a 70% de humedad relativa, y un microclima en la piel del animal de 29.5 a 36°C y humedad relativa de 65%⁽⁶⁾.

Harwood y James⁽⁴⁾, mencionan que no es raro encontrar 1,000 a 4,000 moscas por animal, aunque se han observado hasta 20,000 moscas, indicando que bajo tales condiciones la pérdida de sangre es significativa. Si se estima que cada mosca succiona una gota de sangre al día que equivale a 0.05 ml, una infestación de 5,000 moscas podrían consumir cerca de 250 ml de sangre, equivalente al 1% del volumen de sangre de un animal de 500 kg. El umbral económico no se ha establecido claramente, sin embargo en Estados Unidos se acepta como tal, una cantidad entre 50 a 300 moscas⁽⁷⁾ y específicamente en Texas de 250 moscas por animal⁽⁸⁾.

El ganado, al defenderse constantemente de las moscas, pierde calorías y energía que podrían ser utilizadas para la producción de carne y leche; así mismo, el pastoreo y la alimentación normal se ven afectados, reduciéndose la eficiencia del animal^(9,10). Densidades de población mayores a 400 moscas del cuerno por animal tienen potencial para poner en peligro su salud⁽¹¹⁾. Se estima que infestaciones no controladas de la mosca del cuerno llegan a provocar alteraciones digestivas que reducen la utilización del forraje y alimento consumido, pudiéndose originar pérdidas de hasta 250 g de carne o un litro de leche al día⁽¹⁰⁾. Por otro lado, el ganado joven libre de moscas del cuerno aumenta de peso en una proporción

de 225 g diarios en comparación con el ganado infestado⁽⁶⁾.

Infestaciones de la mosca del cuerno han sido controladas mediante aplicaciones de insecticidas a los animales infestados, sin embargo, se ha mencionado resistencia a los insecticidas piretroides sintéticos⁽¹²⁾. La aplicación de dosis mayores o el uso de insecticidas más potentes, pueden causar problemas que incluyen toxicidad a los animales, residuos tóxicos en carne y leche y contaminación ambiental^(11,13,14).

Desde 1990, los piretroides sintéticos como fenvalerate, deltametrina y permetrina han mostrado fallas en el control y disminución en su efecto protector contra la mosca del cuerno. Inicialmente, la inefectividad de estos productos químicos fue detectada en la región de las huastecas veracruzana, potosina y tamaulipeca y posteriormente en Chiapas, Tabasco, Jalisco y Sinaloa⁽¹⁾. La resistencia a fenvalerate ha sido más evidente que la mostrada al insecticida organofosforado coumaphos⁽¹⁵⁾.

El manejo actual de la mosca del cuerno se ha encaminado a la búsqueda de estrategias alternativas de control a largo plazo. Durante los últimos años, se ha demostrado que algunas especies de insectos exhiben reacciones fotooxidantes cuando son expuestos a ciertos pigmentos como: blanco ártico TX, eosin Y, indigo-carmin, eritrosin B, floxin B, amarillo ocaso, azul de metileno y fluorescein de sodio⁽¹⁶⁾. Eritrosin B y Floxin B son usados como aditivos en alimentos, y causan toxicidad inducida por la luz a algunos dípteros de importancia económica como la mosca casera *Musca domestica* (L.), la mosca de la cara *M. autumnalis*

MORTALIDAD DE LA MOSCA DEL CUERNO CAUSADA POR EL PIGMENTO FLOXIN B

(De Geer) y a la mosca mexicana de la fruta *Anastrepha ludens* Loew. (16,17,18,19). Los pigmentos referidos podrían ser clasificados como tóxicos estomacales, sin embargo, no son tóxicos *per se*. Para causar toxicidad, los pigmentos tienen que ser ingeridos, entrar al canal alimenticio y penetrar los tejidos; posteriormente, la luz solar hace reaccionar al pigmento haciéndolo emitir oxígeno puro muy reactivo en cantidades excesivas y formar radicales libres que atacan a tejidos grasos y enzimas dentro de las células. La comunicación entre células es interferida, provocando que el insecto no pueda eliminar productos de desecho, causándole parálisis, autointoxicación y finalmente la muerte⁽¹⁸⁾.

Ninguno de los pigmentos mencionados ha sido utilizado contra la mosca del cuerno. El presente estudio se realizó con la finalidad de evaluar la efectividad del pigmento Floxin B como una alternativa diferente de insecticidas para el control de la mosca del cuerno, *H. irritans*.

El ensayo fue conducido en el Campo Experimental Río Bravo, del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias (INIFAP). Se utilizaron moscas de una colonia cultivada desde 1961 en el laboratorio de Knipling-Bushland U.S. Livestock Insects Research del USDA-ARS en Kerrville, Texas. El material biológico fue recibido en el estadio de pupa e inmediatamente confinado a jaulas de 30x30x30 cm de tela mosquitera, colocando 200 pupas seleccionadas aleatoriamente en cada jaula. El material fue manejado y mantenido en laboratorio en condiciones ambientales de 26°C y 70%

de humedad relativa. El 95% de las moscas emergieron al segundo día después de recibidas las pupas. Inmediatamente después de su emergencia y para mantenerlas en condiciones óptimas previo a la aplicación de los tratamientos, fueron alimentadas dos veces durante un día, con sangre fresca de bovino.

La sangre fresca de bovino fue colectada en el rastro municipal de la localidad, en frascos de vidrio de un litro de capacidad. Al momento de colectar la sangre se mezclaron 5 g de citrato de sodio disuelto en 5 ml de agua con cada litro de sangre, como anticoagulante. Posteriormente, en el laboratorio, a cada litro de sangre citrada se le añadió una solución compuesta por 25 ml de agua+ 250,000 unidades de nistatina (grado oral)+ 0.5 g de sulfato de kanamicina en polvo, para prevenir crecimiento de microorganismos⁽²⁰⁾. La sangre se mantuvo en refrigeración a 4°C, y cada vez que fue utilizada se dejó en reposo durante media hora fuera del refrigerador a temperatura ambiente.

Los tratamientos fueron formulados añadiendo el pigmento Floxin B a la sangre preparada anteriormente descrita, en proporciones de 500, 1000, 1500, 2000 y 2500 ppm. Cada formulación del pigmento se realizó en dos litros de sangre, conservándose dos litros de sangre sin pigmento para aplicarse como tratamiento testigo. Los tratamientos se suministraron a las moscas en laboratorio mediante toallas sanitarias a las 8, 12 y 16 h, durante el segundo día después de su emergencia. Para regular el exceso de saturación, con cada toalla sanitaria se absorbieron 100 ml de sangre de cada tratamiento y cada

una fue colocada en la parte externa superior de cada jaula, para permitir que las moscas se alimentaran a través de la tela mosquitera. Para retardar la desecación, las toallas sanitarias se cubrieron con platos de poliestireno de 12 cm de diámetro. Cada tratamiento constó de cuatro repeticiones. Las condiciones ambientales registradas en el laboratorio fueron de 26°C y 70% de humedad relativa.

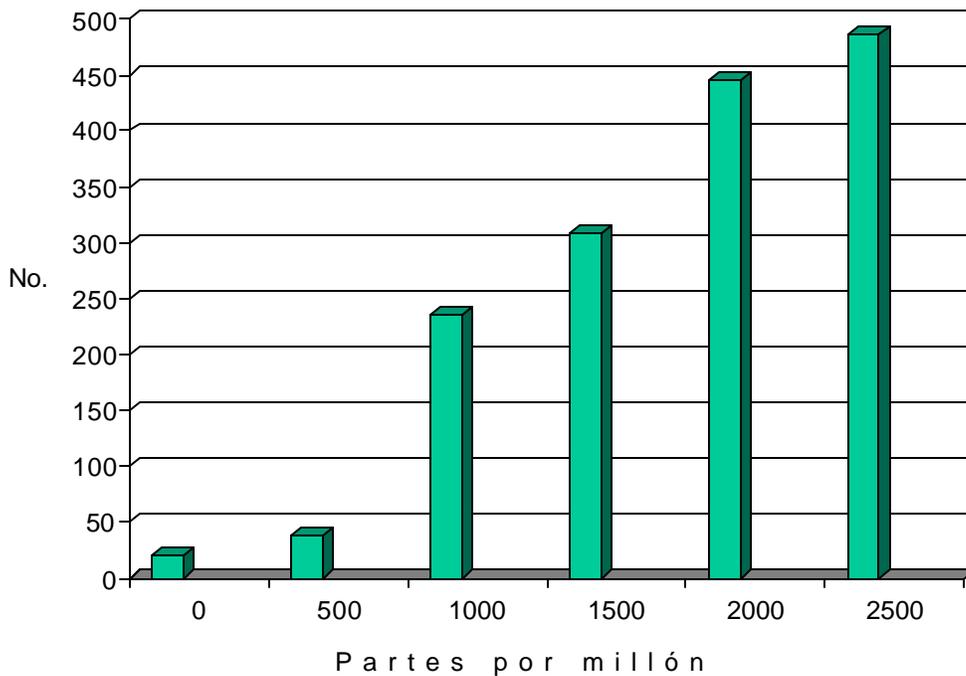
El día siguiente a la aplicación de los tratamientos, las jaulas se trasladaron fuera del laboratorio para exponer a las moscas a la luz solar de 0700 a 1100 con una temperatura de 29 a 34°C y 66% de humedad relativa. El tiempo de exposición a la luz solar se basó en un ensayo similar realizado por Moreno y Mangan⁽¹⁸⁾ con

la mosca de la fruta *Anastrepha ludens*. Posteriormente, fueron trasladadas de regreso al laboratorio. El número de moscas muertas se registró a las 24 h después de haber estado expuestas a la luz solar.

El número total de moscas muertas con cada concentración del pigmento fue sometido al análisis Probit⁽²¹⁾ en el programa SAS, para determinar la pendiente y el error estándar, la concentración letal media (CL₅₀), la concentración letal 90 (CL₉₀) e intervalos de confianza al 95%.

El número absoluto de moscas del cuerno muertas, aumentó en relación directa con el incremento de la concentración del pigmento (Figura 1), registrándose 21, 38,

Figura 1. Número de moscas del cuerno *H. irritans* muertas por diversas dosis del pigmento Floxin B



MORTALIDAD DE LA MOSCA DEL CUERNO CAUSADA POR EL PIGMENTO FLOXIN B

235, 309, 445 y 485 moscas muertas, para las dosis de 0, 500, 1000, 1500, 2000 y 2500 respectivamente.

En base a los porcentajes de mortalidad (Cuadro 1), se observa que el tratamiento sangre de bovino+floxin B 500 ppm no mostró diferencias ($P > 0.05$) en comparación con el tratamiento testigo, pero ambos fueron diferentes al resto de los tratamientos ($P < 0.05$).

Los porcentajes de mortalidad de moscas del cuerno tratadas con sangre de bovino+floxin B 1000 ppm, sangre de bovino+floxin B 1500 ppm y sangre de bovino+floxin B 2000 ppm fueron similares ($P > 0.05$).

El mayor porcentaje de mortalidad de moscas fue causado por el tratamiento sangre de bovino+floxin B 2500 ppm, pero no fue estadísticamente diferente al porcentaje de mortalidad obtenido con el tratamiento sangre de bovino+floxin B 2000 ppm.

Los intervalos de confianza para las CL_{50} y CL_{90} no se trasladaron, indicando

diferencia estadística significativa entre ellas. La concentración de Floxin B suficiente para causar mortalidad al 50% de la población de mosca del cuerno fue de 1210 ppm (Cuadro 2) y para obtener una mortalidad al 90% de la población fue de 2042 ppm.

El pigmento Floxin B resultó efectivo para causar mortalidad a la mosca del cuerno cultivada en laboratorio. Su mecanismo de acción en la mosca del cuerno, diferente a la de los insecticidas convencionales, podría ser considerado como un posible agente de control en poblaciones de campo de la mosca del cuerno, así como contra otras especies de moscas del ganado, como ya se ha mencionado para *Musca domestica* y *Musca autumnalis*. Floxin B no causa toxicidad por contacto y es de poca persistencia, ya que es degradado rápidamente por la luz solar, además, no afectará a otros organismos a menos que lo consuman.

Actualmente se conducen estudios en campo para desarrollar la tecnología de aplicación de este pigmento contra la mosca del cuerno del ganado bovino e implican: definir la dosis a utilizar en campo, el

Cuadro 1. Porcentaje de mortalidad causado por Floxin B en moscas del cuerno *H. irritans* en condiciones de laboratorio

Tratamientos	Dosis Floxin B (ppm)	Moscas tratadas (No.)	Mortalidad (%)
Sangre de bovino	0	500	4.2 ^d
Sangre de bovino+Floxin B	500	500	7.8 ^d
Sangre de bovino+Floxin B	1000	500	47.0 ^{bc}
Sangre de bovino+Floxin B	1500	500	61.8 ^b
Sangre de bovino+Floxin B	2000	500	89.0 ^{ab}
Sangre de bovino+Floxin B	2500	500	97.0 ^a

abcd Valores con distinta literal son diferentes ($P < 0.05$)

Cuadro 2. Estimación de las concentraciones letales obtenidas del pigmento Floxin B aplicado a colonias de laboratorio de la mosca del cuerno *H. irritans**

Tratamientos	Número de moscas tratadas	Pendiente±EE	CL ₅₀ (ppm)	CL ₉₀ (ppm)	Intervalo de confianza (95%)
Sangre de res+Floxin B	3000	0.0015(0.20)	1210	2042	1035-1383 1815-2385

*cepa Kerrville-moscas susceptibles a los insecticidas

desarrollo de un atrayente y el método de aplicación. El atrayente es necesario para que actúe como vehículo del pigmento y asegure su ingestión. De la viabilidad o método práctico de aplicación dependerá el éxito de esta alternativa de control de la mosca del cuerno.

Actualmente, esta tecnología de control está siendo aplicada con éxito en cítricos contra la mosca mexicana de la fruta *A. ludens*, habiéndose definido la dosis de Floxin B y el atrayente para tal insecto, y consistiendo su método de aplicación en depositar una pequeña plasta en el árbol mediante una aspersora manual.

El uso de estos pigmentos fotooxidantes abre posibilidades para una estrategia sana, no contaminante y efectiva a largo plazo, en el manejo de la mosca del cuerno *H. irritans*.

AGRADECIMIENTOS

El presente ensayo forma parte del proyecto “Desarrollo de un sistema ecológico para el control de la mosca del cuerno *Haematobia irritans* L. en Tamaulipas y

Nuevo León”; participan el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias con infraestructura y financiamiento y Conacyt SIREYES y Fundación Produce Tamaulipas con financiamiento.

MORTALITY OF THE HORN FLY *Haematobia irritans* (L.) CAUSED BY THE PHLOXIN B DYE

ABSTRACT

Loera GJ, Moreno DS, Waldon M, Méndez RA. *Téc Pecu Méx* 2000;38(3)211-217. The efficacy of phloxine B against the horn fly *Haematobia irritans* L. was evaluated. Laboratory reared horn flies were utilized. Treatments were composed by phloxine B added to fresh cow blood in proportions of: 500, 1000, 1500, 2000, 2500 ppm, and fresh cow blood alone as a check. Horn flies were maintained in 30x30x30 cm cages, and treatments were applied three times by using cotton sanitary towels positioned at the outside top level of the cages. To retard treatments dessication, cotton sanitary towels were covered with 12 cm in diameter foam dishes. Each treatment was replicated four times. The day after treatments were applied, cages were moved outside of the laboratory to expose horn flies to sunlight from 0700 to 1100. Total numbers of dead horn flies were registered 24 hours after exposed to sunlight, and data were subjected to Probit

analysis. Phloxine B, LC₅₀ and LC₉₀ were 1210 and 2042 ppm, respectively. The effectiveness of this dye in the field will be based upon the development of a practical method of application to facilitate its ingestion by the flies.

KEY WORDS: Diptera, Muscidae, Horn fly, *Haematobia irritans* L. Dye, Phloxine B, Lethal concentration 50%, Lethal concentration 90%, Bovine cattle.

LITERATURA CITADA

1. Santamaría VM, Ortiz EM, Franco BR, Fragoso SH, Osorio MJ. Evaluación biológica de mosquicidas para el control de *Haematobia irritans* en México y situación actual de la resistencia. Seminario internacional de parasitología Animal. SAGAR-CANIFARMA-FAO-IICA-INIFAP. 1995:119-123.
2. SAGAR. Secretaría de Agricultura Ganadería y Desarrollo Rural. Encuesta Ganadera 1995-bovinos. Secretaría de Desarrollo Agropecuario Forestal y de Pesca. Tamaulipas. 1996.
3. Harris RL. Laboratory colonization of the horn fly, *Haematobia irritans* (L.). *Nature* 1962; (196):191-192.
4. Harwood RF, James MT. Entomology in human and animal health. 7th ed. USA: Macmillan Publishing Co. Inc.; 1979.
5. Quiroz RH. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. 2ª ed. México, Noriega eds.;1978.
6. Del Valle PN. Efecto del methoprene bolos sobre el ciclo biológico de la mosca de la paleta *Haematobia irritans* en un hato de bovinos en la región centro de Tamaulipas [tesis licenciatura]. Cd. Victoria Tamaulipas: Universidad Autónoma de Tamaulipas; 1990.
7. Clymer BC. *Haematobia irritans* control in the United States and Australia. Seminario internacional de parasitología animal. SAGAR-CANIFARMA-FAO-IICA-INIFAP. 1995:2124-128.
8. Cocke JJr, Gladney WJ, Knutson R, Lunt DK. Líquiduster: a new self-treatment device for management of horn flies on beef cattle. *Southwest Entomol* 1990;15(4):377-385.
9. Metcalf CL, Flint WP. Insectos destructivos e insectos útiles. Sus costumbres y su control. Traducción de la cuarta edición en inglés, México: Compañía editorial Continental, S.A.;1972.
10. Newton WH. Self treatment devices for horn fly control. Texas A&M University. 1971:Taes:L-919.
11. Summerlin JW, Roth JP, Fincher GT. Predation by two species of histerid beetles on the horn fly. *Southwest Entomol* 1961;(16):45-49.
12. Sparks TC, Quisenberry SS, Lockwood JA, Byford RL, Roush RT. Insecticide resistance in the horn fly, *Haematobia irritans*. *J Agric Entomol* 1985;(2):217-233.
13. Stephen TR, Wilfred SR. Control of horn fly (Diptera: Muscidae) in Florida with an Australian trap. *J Econ Entomol* 1996;89(2):415-420.
14. Temeyer KB. Antifungal agents and solvents for use in horn fly larval rearing or bioassays. *Southwest Entomol* 1998;23(3):237-245.
15. Kunz SE, Ortiz EM, Fragoso SH. 1995. Status of *Haematobia irritans* (Diptera; Muscidae) insecticide resistance in Northeastern México. *J Med Entomol* 1995;32(5):726-729.
16. Fondren JE Jr, Heitz JR. Xhantene dye induced toxicity in the adult face fly, *Musca autumnalis*. *Environ Entomol* 1978;(7):843.
17. Fondren JE Jr, Norment BR, Heitz JR. Dye-sensitized photooxidation in the house fly, *Musca domestica*. *Environ Entomol* 1978;(7):205.
18. Moreno DS, Mangan RL. Responses of the mexican fruit fly (Diptera: Tephritidae) to two hydrolyzed proteins and incorporation of Phloxine B to kill adults. In: Light-Activated Pest Control, ACS Symposium Series 616. Washington, DC. Am Chem Soc 1995:257-279.
19. Pimprikar GD, Fondren JE Jr, Heitz JR. Small- and large-scale field tests of erythrosine B for house fly control in caged layer chicken houses. *Environ Entomol* 1980;(9):53-58.
20. Kunz SE, Schmidt CD. *Haematobia irritans*. In: Singh P, Moore RF eds. Handbook of insect rearing. Elsevier, Amsterdam, 1985;(2):113-117.
21. SAS. SAS/STAT User's Guide (Release 6.03). Cary NC, USA: SAS Inst. Inc. 1988.

Jesús Loera Gallardo *et al.*