

Abanico Veterinario. Enero-Diciembre 2021; 11:1-14. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2021.3>
Artículo Original. Recibido: 03/09/2020. Aceptado: 21/12/2020. Publicado: 17/01/2021. Clave:2020-38.

Evaluación de extractos vegetales para el control de *Oesophagostomum dentatum* en cerdos pelón mexicano

Plant extracts evaluation for the control of *Oesophagostomum dentatum* in Mexican Pelon pigs

García-Munguía Carlos¹ ID, Puentes Carolina¹ ID, García-Munguía Alberto^{*2} ID, Haubi-Segura Carlos² ID, Sánchez-Chiprés David³ ID, García-Munguía Otilio⁴ ID

¹Departamento de Veterinaria y Zootecnia, Universidad de Guanajuato. Carretera Irapuato-Silao km 9, CP 36500 Irapuato, Guanajuato, México. ²Centro de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma de Aguascalientes. Av Universidad 940, col. Ciudad Universitaria, CP 20131, Aguascalientes, Aguascalientes. México. ³Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad de Guadalajara. Camino Ramón Padilla Sánchez 2100 Nextipac, 45200 Zapopan, Jalisco, México, ⁴Centro de Ciencias Económico Administrativas, Av Universidad 940, col. Ciudad Universitaria, CP 20131, Aguascalientes, Aguascalientes. México. *Autor responsable: García-Munguía Carlos, *Autor para correspondencia: García-Munguía Alberto, correo electrónico. almagamu@hotmail.com. cagamu@hotmail.com, puentecaro@hotmail.com, almagamu@hotmail.com, dhaubi@yahoo.com. chipres9@hotmail.com, einsteinoti@hotmail.com

RESUMEN

En México, el *Oesophagostomum dentatum* es considerado uno de los principales endoparásitos gastrointestinales que afecta a la raza de mayor importancia en la porcicultura rural [Cerdo Pelón Mexicano (CPM)]. En esta investigación se evaluó la eficacia biológica *in vitro* de extractos vegetales de jengibre, hierbabuena, tomillo y orégano, con el objetivo de encontrar nuevas alternativas de carácter natural para el control de *Oesophagostomum dentatum*; siendo comparada su eficiencia con ivermectina (IVM) y dimetilsulfóxido (DMSO). Durante la investigación, se colectaron 380 muestras de excretas (extraídas directamente del ano) de CPM, con un peso promedio (\pm DE) 40 \pm 5 kg por animal. Dichas muestras fueron analizadas mediante la técnica de McMaster, logrando identificar huevos de *Oesophagostomum dentatum*. La evaluación de la eficacia de los tratamientos se realizó en microplacas de cultivo celular incubadas durante 48 h a 25 \pm 1 °C utilizando diferentes dosis de los extractos vegetales y comparando su eficacia de control con IVM y DMSO. Obteniendo que la efectividad biológica del extracto de jengibre (3%) es similar al de la IVM (1%), logrando la eliminación e inmovilización de la larva de *Oesophagostomum dentatum* en un 62%. Mientras que los extractos de orégano, tomillo y hierbabuena presentaron un porcentaje de efectividad biológica menor al 20%.

Palabras claves: parásitos, nematodos, gastrointestinales, *Sus scrofas domesticus*, jengibre.

ABSTRACT

In Mexico, the *Oesophagostomum dentatum* is considered one of the main gastrointestinal endoparasites affecting the most important breed in rural pig farming [Cerdo Pelon Mexicano (CPM)]. In this research, it was evaluated the *in vitro* biological efficacy of vegetable extracts of ginger, mint, thyme and oregano, with the aim of finding new natural alternatives for the control of *Oesophagostomum dentatum*; being compared its efficiency with ivermectin (IVM) and dimethylsulfoxide (DMSO). During the investigation, 380 samples of excrements (extracted directly from the anus) of CPM were collected, with an average weight (\pm DE) 40 \pm 5 kg per animal. These samples were analyzed by means of McMaster technique, achieving to identify *Oesophagostomum dentatum* eggs. The evaluation of the treatments' effectiveness was carried out in cell culture microplates incubated for 48 h at 25 \pm 1 °C using different doses of the vegetable extracts and

comparing their control effectiveness with IVM and DMSO. Obtaining that the biological effectiveness of the ginger extract (3%) is similar to that of the IVM (1%), achieving the elimination and immobilization of the *Oesophagostomum dentatum* larva in 62%. While the extracts of oregano, thyme and mint presented a percentage of biological effectiveness of less than 20%.

Keywords: parasites, gastrointestinal, nematodes, *Sus scrofa domestica*, ginger.

INTRODUCCIÓN

Durante los últimos años, en México, la producción porcícola ha generado más de 350,000 empleos directos y 1.7 millones de empleos indirectos, provocando un crecimiento exponencial del 10.79 %, consecuencia de los aumentos de producción y una mejoría de precios en el mercado para el consumo de esta carne (Rebollar *et al.*, 2016). Una de las actividades más importantes dentro del país es la porcicultura rural, siendo el cerdo Pelón Mexicano (CPM) uno de sus grandes protagonistas, pues éste ha sido caracterizado principalmente por su rusticidad y variada alimentación (Lemus y Ly, 2010). Sin embargo, este tipo de producción se ve afectada por la presencia de parásitos que limitan el potencial productivo de los cerdos, provocando la pérdida del apetito y respuesta inmunológica; consecuentemente a ello una disminución en los pesos vivos y alteraciones en los índices de conversión alimenticia (Louie *et al.*, 2007).

Es importante resaltar que la prevalencia de la parasitosis depende exclusivamente del sistema de manejo, de las condiciones de sanidad e higiene y de diferentes tipos de variables, como el clima, temperatura y humedad, que influyen en los ciclos de vida de los parásitos (Frontera *et al.*, 2009); donde uno de los parásitos con mayor prevalencia en la producción porcícola es *Oesophagostomum dentatum* (Cordero *et al.*, 2000). Actualmente los métodos de control que se han optado para este tipo de parasitosis han sido cada vez menos efectivos, debido a que estos nematodos han tenido una rápida evolución y desarrollo de resistencia contra los productos químicos utilizados para su control, lo que representa un riesgo para la salud humana (Taylor *et al.*, 2009^a). En la actualidad tres grandes familias de antiparasitarios son usados frecuentemente por los porcicultores, las lactonas macrocíclicas (IVM, moxidectina, doramectina), imidazoles tetrahidropirimidina (levamisol, moratel) y benzimidazoles (fenbendazol, oxfendazol y albendazol), dependiendo de las áreas en las que se desarrolla la producción (Encalada *et al.*, 2014). El abuso de estos productos químicos ha ocasionado un problema de resistencia a los antiparasitarios (Kaplan y Vidyashankar, 2012); además, su mal uso puede ocasionar que estos lleguen al medio ambiente como un compuesto igual (sin cambios) o como un metabolito; para después transportarse y distribuirse en el agua, sedimentos, suelo y la flora (Horvat *et al.*, 2012), causando alteraciones considerables en el ecosistema.

Por esta razón existe un creciente interés en explorar alternativas naturales, con propiedades capaces de actuar como bacteriostáticos, bactericidas y antiparasitarias (Aguilera, 2012). Las plantas, como parte de su metabolismo, sintetizan distintos componentes llamados metabolitos secundarios (Dávila *et al.*, 2017). Diversas

investigaciones realizadas han mostrado una gran diversidad de plantas que poseen estos metabolitos capaces de inhibir el crecimiento y desarrollo de patógenos (Rizo *et al.*, 2017).

El objetivo del presente estudio fue evaluar la eficacia biológica de distintos extractos vegetales, como: jengibre (*Zingiber officinale*), orégano (*Origanum vulgare*), tomillo (*Thymus*) y hierbabuena (*Mentha spicata*); reportados anteriormente por sus compuestos activos capaces de actuar como bactericidas; comparándolos con productos comerciales que se utilizan actualmente para el control de *Oesophagostomum dentatum* presentes en CPM.

MATERIAL Y MÉTODOS

Zona de estudio: el estudio se desarrolló en el Centro de Conservación del Cerdo Pelón Mexicano y en el Laboratorio de Parasitología y Control Biológico, de la División de Ciencias de la Vida de la Universidad de Guanajuato. Las muestras fueron recolectadas de CPM, de pesos promedios 40 ± 5 kg, originarios de zonas rurales del municipio de Huehuetla, Hidalgo y Zacapoaxtla, Puebla, México. Se recolectaron un total de 380 muestras tomadas del recto y fueron colocadas en bolsas de polietileno debidamente identificadas (Aguilar *et al.*, 2016); siendo éstas trasladadas al laboratorio, donde fueron almacenadas a una temperatura de $4\pm 1^{\circ}\text{C}$ hasta su procesamiento, el cual no fue mayor a 48 h.

Material vegetativo: se colectaron hojas frescas de hierbabuena (*Mentha spicata*), tomillo (*Thymus*) y orégano (*Origanum vulgare*) (1kg aproximadamente por muestra) en el municipio de Zacapoaxtla, Puebla, localizado a una altitud de 1825 m. s.n. m., así como bulbos de jengibre (*Zingiber officinale*) (2 kg aproximadamente) en el municipio de Huehuetla, Hidalgo, localizado a una altitud de 520 m. s. n. m. El material se almacenó y trasladó en refrigeración a 4°C en un mini refrigerador portátil (Chefman / RJ48-BLACK; Cooling & Heating Company, United States), para evitar cambios en su composición (Salem *et al.*, 2006). Posteriormente se sometieron a un proceso de secado bajo la sombra durante una semana, y finalmente tanto las hojas y bulbos se trituraron en un molino semi-industrial a un tamaño de 1 mm aproximadamente.

Obtención del extracto hidro-alcohólico (HA): por cada muestra se utilizaron 100 g y se sometieron a un proceso de maceración con una mezcla de agua y metanol (70:30 v/v) durante 24 h, posteriormente se filtró la solución mediante diferentes filtros, utilizando (gasa y papel filtro) para obtener un extracto libre de impurezas. Una vez obtenido el extracto, se congeló a -42°C y finalmente se realizó el proceso de liofilización (liofilizador 7670520; LABCONCO, Kansas City, United States). El extracto liofilizado fue congelado para su posterior uso (Salem *et al.*, 2006).

Material biológico: se realizó el diagnóstico parasitológico mediante la técnica de almacenamiento anaeróbico de huevos, descrita por (Coles *et al.*, 2006) modificada; que consiste en procesar las muestras mediante la técnica de sedimentación que se

encuentra en el contenido fecal y permitir que los huevos de parásitos se concentren en el fondo del tubo falcón; siendo así que en cada tubo falcón se colocaron 30 mL de agua y 4 g de heces, se homogenizó la muestra, vertiéndola en un tamiz y centrifugó por 5 min a 300 rpm. Posteriormente se realizó la técnica de flotación con 30 mL de solución glucosada con densidad de 1:200 (Cringoli *et al.*, 2004); logrando de esta manera que los huevos de parásitos del fondo del tubo falcón floten por consecuencia de la densidad de la solución; nuevamente se centrifugó la mezcla por 5 min a 300 rpm. Finalmente se realizó nuevamente la técnica de sedimentación con 30 mL de agua destilada para concentrar los huevos en el fondo del tubo centrifugando a 300 rpm y establecer la concentración de huevos por mL de agua destilada esterilizada.

Técnica de McMaster: se realizó la técnica coproparasitoscópica de McMaster, utilizando una solución saturada de Sheather con una gravedad específica de 1.200 para estimar la cantidad de huevos por g de excremento, siendo la gravedad apropiada para llevar a cabo la técnica (Cringoli *et al.*, 2004). Se utilizaron 2 g de excremento y 28 mL de solución saturada; la muestra se homogenizó y se colocó en la cámara de McMaster (MM-OP; PROLAB, Jalisco, México), utilizando una pipeta con una gasa como filtro, evitando la obstrucción en la revisión de la muestra. Se colocó el volumen necesario para realizar la lectura de un lado de la cámara, dejando reposar 2 min antes de ser observada al microscopio y llevar a cabo el conteo de huevos (Rodríguez *et al.*, 2016).

Para la estimación del número de huevos por g de excremento se ajustó con el volumen total obtenido de mezclar el excremento y la solución de 30 mL; considerando que cada compartimiento de la cámara mide 1 cm² con una altura de 0.15 cm, por lo que la lectura de ambos compartimientos es de 0.30 mL del volumen inicial total de 30 mL (Rodríguez *et al.*, 2016). Se obtuvo la concentración de huevos por g de heces del parásito encontrados por medio de la fórmula de McMaster (Bowman, 2013).

$$\text{Total} \left(\frac{\text{n}^\circ \text{ de huevos}}{\text{g de heces}} \right) = \frac{\text{huevos contados} \times \left(\frac{\text{Vol. total}}{\text{Vol. celdas}} \right)}{\text{g de heces}}$$

Los huevos de parásito fueron identificados con las claves morfológicas (Coffin, 1952), y el diagnóstico larvario se realizó con las claves morfológicas de Van Wyk *et al.*, (2004), pudiéndose observar la extremidad craneal de las larvas, los apéndices terminales y la morfología de la cola.

Diseño experimental: el experimento se estableció bajo un diseño completamente al azar de 19 tratamientos de 20 repeticiones cada uno, teniendo en total de 380 unidades experimentales; cada unidad experimental constó de 1200 µL (1100 µL de extracto de jengibre más 100 µL de solución con 70 larvas de nematodos). Cada unidad experimental estuvo conformada por un total de 100 µL de nematodos vivos (con un promedio de 70 larvas).

Prueba de inhibición de la migración larvaria: se llevó a cabo un cultivo larvario para llevar a los nematodos a la tercera etapa de la larva; para ello se les brindó las condiciones necesarias para la eclosión del huevo, realizando modificaciones a conveniencia a la técnica de [McArthur et al., \(2015\)](#). Se colocó excremento en recipientes de plástico perforados, con el objetivo de brindar un ambiente aeróbico, se adicionó aserrín estéril y se homogenizó el excremento adicionando agua destilada estéril. Se encubó la mezcla a 23-25 °C durante 10 d, con una evaluación visual diaria en caso de requerir adición de humedad y oxigenar las muestras, removiendo el cultivo con ayuda de una espátula. Una vez concluido el tiempo de incubación, se colocó el cultivo en un embudo de Baermann; de esta manera se separaron las larvas de *Oesphagostomum dentatum* del contenido fecal. Tras un día en el embudo se obtuvo el líquido y mediante centrifugación se concentraron las larvas, para posteriormente realizar su conteo y diluciones, siendo identificadas con las claves morfológicas descritas por [Quiroz \(2011\)](#). **Dosis y número de aplicaciones:** se realizaron evaluaciones con dosis de extracto de jengibre (*Zingiber officinale*) al 0.1%, 0.3%, 0.5%, 0.7%, 0.9%, 1%, 3% ([Gawel et al., 2003](#)); orégano (*Origanum vulgare*) al 1%, 3% y 5%, según lo mencionado por Borbolla y Velásquez, 2004 (citado en [Guerra et al., 2008](#)); tomillo (*Thymus vulgaris*) al 1%, 3% y 5% ([Ramos y Hernández, 2018](#)); hierbabuena (*Mentha spicata*) al 1%, 3% y 5% ([Lagarto et al., 1997](#)); comparando el efecto de cada uno con el testigo de agua, DMSO 5% ([Rendal et al., 2004](#)) e IVM al 1% ([Chávez et al., 2006](#)).

Para la dilución de los nematodos se utilizó una pipeta graduada en 100 µL, con la cual se extrajo la muestra recogida del embudo, depositados en cada pozo de la microplaca celular de 1200 µL de volumen, una muestra de 100 µL de nematodos; repitiendo el mismo procedimiento para cada unidad experimental. Para las unidades experimentales de los extractos de los tratamientos orgánicos a evaluar, se utilizó una solución madre del extracto al 5% (equivalente a 2 mL de extracto + 38 mL de agua destilada = 40 mL de solución); calculando así los equivalentes a cada porcentaje como se mencionaron anteriormente para cada unidad experimental según su porcentaje de inclusión.

Para la dilución de cada dosis de tratamiento se depositó la cantidad necesaria de agua destilada hasta completar los 1200 µL de volumen, en cada unidad experimental. Al tratamiento Testigo se le adicionó con 100 µL de nematodos y un total de 1100 µL de agua destilada.

Durante el experimento se realizó una sola aplicación de los antiparasitarios, y con ayuda de un contador manual se realizó el conteo de los nematodos vivos y muertos de cada unidad experimental, a través de un microscopio con el objetivo 10x y 40x.

Análisis estadístico: para la evaluación de cada antiparasitario se determinó su efectividad, comparándola con el grupo control ([Barrere et al., 2013](#)). Los porcentajes de mortalidad se ajustaron con la fórmula de Abbott ([Abbott, 1987](#)), y se realizó un análisis de varianza de los diferentes tratamientos y se hizo una comparación de medias mediante una prueba de Tukey al 95% de confianza, con el paquete estadístico Statgraphics 9.0 ([Cosialls et al., 2000](#)).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

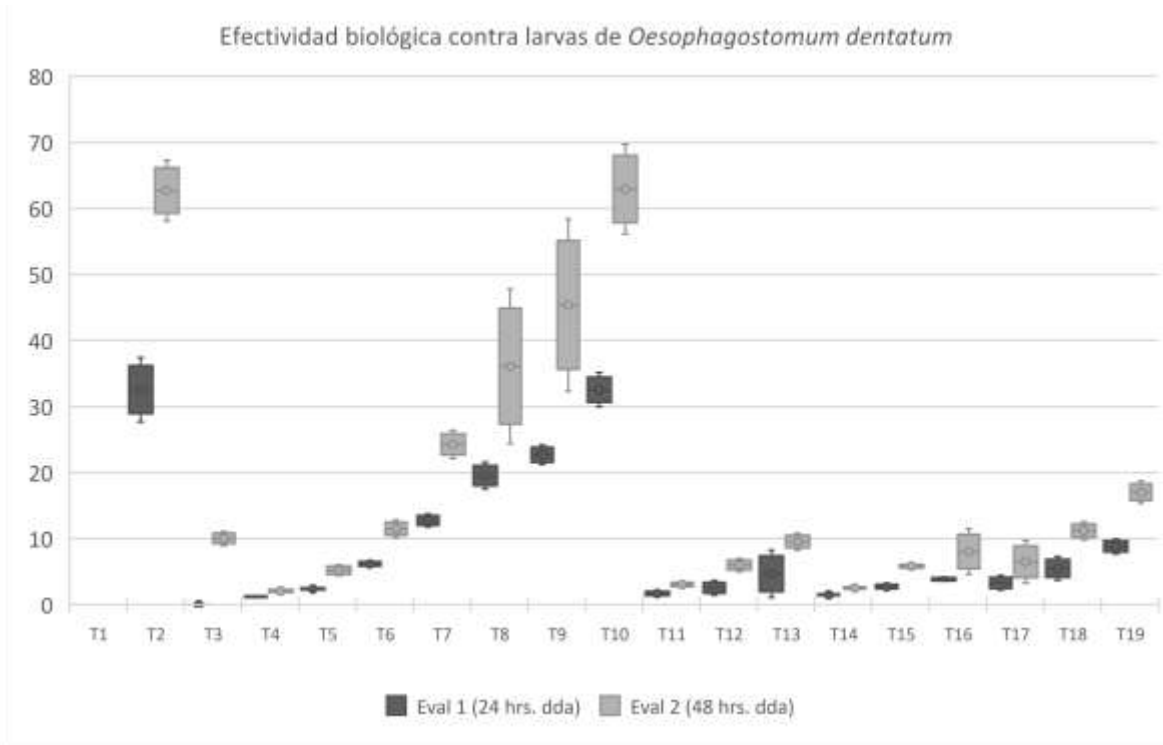
El porcentaje de efectividad biológica de los diferentes antiparasitarios evaluados, fue el siguiente: primera evaluación (0 h), fue de 0% en cada tratamiento; esto por ser el primer conteo después de la aplicación. Para la segunda evaluación (24 h después de la aplicación de los tratamientos), no se mostraron diferencias significativas en la mortalidad de nematodos entre los tratamientos evaluados. En la tercera evaluación (48 h después de la aplicación de los tratamientos), se observó que el porcentaje de efectividad biológica de los diferentes tratamientos aumentó; sin embargo la IVM (1%) y el extracto de jengibre (*Zingiber officinale*) (3%) fueron los que presentaron mayor efectividad para el control de *Oesophagostomum dentatum* (cuadro 1).

Cuadro 1. Porcentaje de Efectividad Biológica de los desparasitantes y extractos vegetales evaluados

Desparasitante	% Inclusión	Evaluación 1 (0 horas)	Evaluación 2 (24 horas)	Evaluación 3 (48 horas)
		%		
T ₁ : Testigo H ₂ O	---	0	0	0
T ₂ : Ivermectina	1	0	32.56	62.72
T ₃ : DMSO	5	0	0	10.02
T ₄ : Jengibre	0.1	0	1.19	2.08
T ₅ : Jengibre	0.3	0	2.37	5.19
T ₆ : Jengibre	0.5	0	6.15	11.46
T ₇ : Jengibre	0.7	0	12.74	24.27
T ₈ : Jengibre	0.9	0	19.54	36.09
T ₉ : Jengibre	1	0	22.69	45.36
T ₁₀ : Jengibre	3	0	32.54	62.93
T ₁₁ : Hierbabuena	1	0	1.67	3.04
T ₁₂ : Hierbabuena	3	0	2.54	5.98
T ₁₃ : Hierbabuena	5	0	4.66	9.53
T ₁₄ : Tomillo	1	0	1.49	2.49
T ₁₅ : Tomillo	3	0	2.71	5.80
T ₁₆ : Tomillo	5	0	3.85	8.03
T ₁₇ : Orégano	1	0	3.29	6.48
T ₁₈ : Orégano	3	0	5.48	11.18
T ₁₉ : Orégano	5	0	8.80	17.02

En la figura 1 se observa que la efectividad biológica del extracto de jengibre (*Zingiber officinale*) (3%) es similar al de la IVM (1%), en un 62%; teniendo este extracto un crecimiento exponencial del 26.76% en promedio al ir aumentando su porcentaje de concentración; mientras que los extractos de orégano (*Origanum vulgare*), tomillo (*Thymus*) y hierbabuena (*Mentha spicata*), mantienen un porcentaje de efectividad biológica menor al 20%; siendo estos poco eficaces en la mortalidad del nematodo evaluado. Según lo reportado por un estudio de [Taylor et al. \(2009^a\)](#), se ha comprobado una resistencia múltiple de los nematodos gastrointestinales a las familias principales de antiparasitarios (benimidazoles, imidazoles y lactosas microcíclicas). [Geurden et al.](#)

(2015), reportaron que la IVM ha sido uno de los desparasitantes más utilizados en los últimos 40 años, debido a la resistencia que los parásitos desarrollan en diferentes sitios de Alemania, Francia, Inglaterra e Italia. Se estudiaron 40 Unidades de Producción Animal (753 animales), llevando un registro de los huevos observados en el excremento y observando una disminución de la efectividad de la IVM y la moxidectina en las 8 Unidades de Producción Animal.



dda: después de la aplicación

Figura 1. Porcentaje de Efectividad Biológica de cada desparasitante utilizado sobre las larvas de *Oesophagostomum dentatum* durante la evaluación 1 (a las 24 h después de aplicado el tratamiento) y en la evaluación 2 (a las 48 h después de aplicado el tratamiento)

En México, [Alonso et al., \(2015\)](#) evaluaron en 21 Unidades de Producción Animal en el estado de Veracruz, durante el periodo de enero 2012- abril 2013; entre las cuales únicamente en 2 Unidades de Producción Animal tienen parásitos susceptibles a la IVM, siendo las otras 15 las que presentan resistencia; además lograron identificar mediante cuestionarios que este problema se origina principalmente porque se realiza una práctica de desparasitación inadecuada; siendo uno de los principales problemas en el estado de Guanajuato, ya que los productores indican desparasitar sin un control adecuado, lo que generó que únicamente 2 Unidades de Producción Animal presenten parasitosis susceptibles a la IVM. [Paraud et al., \(2016\)](#) ha comprobado en Francia, que esto último no sólo puede modificar la efectividad de IVM, sino que además es posible la existencia

de una resistencia cruzada, reportando una resistencia a las lactonas macrocíclicas en ovinos, ya que demostraron la primera resistencia múltiple de nematodos gastrointestinales contra la misma familia de antiparasitario; pudiendo ser un problema en el presente estudio, debido a que el 60% de las Unidades de Producción Animal evaluadas presentaron resistencia a la IVM, y la resistencia cruzada en Francia se observó en granjas sospechosas de resistencia.

Paradójicamente investigaciones realizadas en México por [Rizo \(2017\)](#), muestran la gran diversidad de plantas que presentan metabolitos capaces de inhibir el crecimiento y desarrollo de patógenos (*Phytophthora* ssp., *Colletotrichum gloeosporioides*, *Monilophthora roleri*); una de estas plantas evaluadas ha sido el extracto de jengibre (*Zingiber officinale*). Estudios reportados por [Lin et al. \(2010\)](#), han comprobado el efecto del jengibre (*Zingiber officinale*) como desparasitante con respecto a la mortalidad y reducción de movilidad en las larvas de *Anisakis simplex*, una especie de nematodo gastrointestinal presente en mamíferos marinos, peces, crustáceos y humanos.

La efectividad del extracto de jengibre (*Zingiber officinale*) al 3% para eliminar e inmovilizar las larvas de *Oesophagostomum dentatum*, es similar en una eficacia al 62% al de la IVM1% a las 48 h, comprobando en este estudio que la efectividad biológica del extracto de jengibre (*Zingiber officinale*) tiene un crecimiento con respecto a la curva de dosis respuesta de este extracto. En Japón se han realizado investigaciones sobre la actividad antihelmíntica de los compuestos aislados de la raíz del jengibre (*Zingiber officinale*), syhogaol, shogaol, y gingerol. Han comprobado que los compuestos anteriores matan y reducen la movilidad en larvas de *Anisakis simplex*, una especie de nematodo gastrointestinal presente en mamíferos marinos, peces, crustáceos y humanos entre las 24 y 72 h ([Lin et al., 2010](#)). A su vez, [Acuña y Torres, \(2010\)](#) en un estudio realizado de las propiedades medicinales del jengibre (*Zingiber officinale*), han reportado al Gingerol como el componente activo más estudiado por sus diversos efectos farmacológicos, entre los más destacados antiinflamatorios y antihelmíntico.

De acuerdo con estos resultados, comprobando la efectividad de jengibre (*Zingiber officinale*), para eliminar e inmovilizar las larvas de *Oesophagostomum dentatum*, se ha hecho una parametrización adecuada al modelo matemático de Gompertz para estimar la dosis letal₅₀ (DL₅₀) del extracto de jengibre; como se muestra en el cuadro 2, tomando los siguientes valores para la parametrización, de acuerdo con la aplicación Solver del programa Excel de *Microsoft Office 2017* ([Correa, 2004](#)).

$$y = a * \exp(-b * \exp(-c * t))$$

$$a = 62.40846543$$

$$b = 6.979583949$$

$$c = 2.910435786$$

$$y = 62.40846543 * \exp(-6.979583949 * \exp(-2.910435786 * t))$$

Cuadro 2. Parametrización del modelo de Gompertz para determinar DL₅₀ de jengibre

	% Inclusión	% EB	Gompertz	SC
	0.1	2.07868	0.338436046	3.028449019
	0.3	5.19798	3.382901301	3.294510684
	0.5	11.4595	12.24378442	0.615102049
JENGIBRE	0.7	24.2727	25.12103484	0.719671995
(<i>Zingiber officinale</i>)	0.9	36.0928	37.53441718	2.078260097
	1	45.3562	42.67651026	7.180737091
	2	60	61.13021894	1.277394859
	3	62.9262	62.33817928	0.345768365

EB: % Efectividad Biológica. SC: Suma de Cuadrados

Los resultados ajustados al modelo paramétrico de Gompertz, han determinado que la DL₅₀ del jengibre (*Zingiber officinale*) se obtiene con una inclusión del 1.1858% de este extracto; pudiendo así con este combatir un 50% de las larvas de *Oesophagostomum dentatum* presentes en la raza de CPM evaluados. Diversos estudios realizados para estimar la DL₅₀ han comprobado que el modelo matemático de Gompertz es uno de los más precisos, sin presentar gran margen de error, a comparación de otros modelos como lo son el polinómico, logístico y de regresión lineal (Molina y Melo, 2010).

Con respecto a los demás extractos vegetales evaluados, los resultados arrojados por el software Statgraphics 9.0 no han sido relevantes, ya que su porcentaje de efectividad no supera el 18%.

CONCLUSIONES

La efectividad biológica del extracto de jengibre (*Zingiber officinale*) (3%), es similar al de la ivermectina (1%). en un 62% de las muestras evaluadas; por lo que se demuestra la efectividad del extracto para eliminar e inmovilizar las larvas de *Oesophagostomum dentatum*, con una dosis letal₅₀ es del 1.1858% estimada por el modelo matemático de Gompertz. Los extractos vegetales evaluados de orégano (*Origanum vulgare*), tomillo (*Thymus*) y hierbabuena (*Mentha spicata*), si bien, tuvieron reportes de ser evaluados anteriormente como antiparasitarios de nematodos gastrointestinales y reportes de antibacterianos, no presentan un porcentaje de efectividad biológica relevante (menor al 18%), contra las larvas de *Oesophagostomum dentatum*.

Es necesario continuar con las evaluaciones para poder comprobar *in vivo* los efectos del jengibre (*Zingiber officinale*), como antiparasitario en las producciones de cerdos de traspatio contra las larvas de *Oesophagostomum dentatum*, y así poder comparar su dosis y rentabilidad por kilogramo del animal, con respecto a la ivermectina.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por el financiamiento otorgado para los estudios de maestría del segundo autor.

LITERATURA CITADA

ABBOTT WS. 1987. A method of computing effectiveness of an insecticide. *Journal of the American Mosquito Control Association*. 3(2) 302-303. ISSN: 8756-971X https://www.biodiversitylibrary.org/content/part/JAMCA/JAMCA_V03_N2_P302-303.pdf

ACUÑA O, Torres A. 2010. Aprovechamiento de las propiedades funcionales del jengibre (*Zingiber officinale*) en la elaboración de condimento en polvo, infusión filtrante y aromatizante para quema directa. *Revista Politécnica*. 29(1) 60-69 ISSN: 1390-0129 <https://bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/4343/1/RP-No.29%288%29.pdf>

AGUILAR LA, Florian CJ. 2016. Diagnóstico situacional de los parásitos gastroentéricos en la crianza artesanal de cerdos (*Sus scrofa* doméstica) de traspatio en la zona urbana del Municipio de Santo Tomas Departamento de Chontales. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Agraria. Pp. 5-6. <https://repositorio.una.edu.ni/3421/>

AGUILERA GS. 2012. Validación de seis fitofármacos: ajeno, nogal, pasionaria, salvia, sábila y jengibre en pacientes adultos de diecinueve a setenta años de edad en Quito, junio-agosto de 2010. Tesis de licenciatura. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <http://repositorio.puce.edu.ec/bitstream/handle/22000/5252/T-PUCE-5478.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

ALONSO DM, Arnaud OR, Becerra NR, Torres AJ, Rodríguez VR, Quiroz RR. 2015. Frequency of cattle farms with ivermectin resistant gastrointestinal nematodes in sheep in Veracruz, México. *Veterinary Parasitology*. 212(3-4), 439-443. ISSN: 0304-4017 <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401715003520>

BARRERE F, Shakya KP, Menzies PI, Peregrine AS, Prichard RK. 2013. Assessment of benzimidazole resistance in *Haemonchus contortus* in sheep flocks in Ontario, Canada: Comparison of detection methods for drug resistance. *Veterinary Parasitology*. 198(1): 159-165. ISSN: 0304-4017. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401713004457>

BOWMAN DD. 2013. *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. 10^a ed. Philadelphia, USA. Editorial Elsevier. Pp. 496. ISBN. 9781455740062 <https://www.elsevier.com/books/georgis-parasitology-for-veterinarians/bowman/978-1-4557-4006-2>

CHÁVEZ RM, Reveles HR, Saldivar ES, Muñoz EJ, Morales VM, Moreno GM. 2006. Evaluación del albendazol, ivermectina y nitazoxanida en infección causada por *Trichinella spiralis* en modelo suino. *Archivos Venezolanos de Farmacología y Terapéutica*. 25:8-84. ISSN 0798-0264.

http://ve.scielo.org/scielo.php?pid=S0798-02642006000200008&script=sci_arttext

COFFIN DL. 1952. *Laboratorio clínico en medicina veterinaria*. 3ª edición. Boston, Massachusetts. Pp.355

COLES GC, Jackson F, Pomroy WE, Prichard RK, Samson HG, Silvestre A, Taylor MA, Vercruysse J. 2006. The detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. *Veterinary Parasitology*. 136:167-185. ISSN: 0304-4017

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401705005649>

CORDERO CM, Rojo F, Martínez A, Sánchez M, Hernández S, Navarrete I. 2000. *Parasitología Veterinaria*. España: Ed. McGraw-Hill. Pp. 935 ISBN: 84-486-0236-6.

<https://dialnet.unirioja.es/servlet/libro?codigo=489596>

CORREA HJ. 2004. RUMENAL: procedimiento para estimar los parámetros de cinética ruminal mediante la función Solver de Microsoft Excel®. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*. 17(3): 250-254. ISSN: 2256-2958.

<https://revistas.udea.edu.co/index.php/rccp/article/view/323947/20781127>

COSIALLS IL, Solanas PA, Núñez PM, Jiménez FM, Miralles PD, Serra DG. 2000. *Estadística aplicada con SPSS y Statgraphics*. España. Edicions Universitat Barcelona. Pp. 119. ISBN: 84-8338-214-8.

https://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=odNxBeRLXUEC&oi=fnd&pg=PA5&dq=Statgraphics+9.0&ots=5hbalg50jt&sig=U74bUpOfwvagLOIGifWiQ2DFQxc&redir_esc=y#v=onepage&q=Statgraphics%209.0&f=false

CRINGOLI G, Rinaldi L, Veneziano V, Capelli G, Scala A. 2004. The influence of flotation solution, simple dilution and the choice of McMaster slide area (volume) on the reliability of the McMaster technique in estimating the faecal egg counts of gastrointestinal strongyles and *Dicrocoelium dendriticum* in sheep. *Veterinary Parasitology*. 123:121-131. ISSN: 0304-4017

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401704002377>

DÁVILA JG, González SI, Báez OL, Gaona, ÁE, Zaragoza SE. 2017. Optimización de la destilación de *Origanum Vulgare L*, con efecto antifúngico en *Moniliophthora roreri*. *Espacio I+D, Innovación Más Desarrollo*. 6(14):138-151. ISSN: 2007-6703.

<https://doi.org/10.31644/IMASD.14.2017.a07>

ENCALADA ML, Tuyub SH, Ramírez VG, Mendoza GP, Aguilar ML, López AM. 2014. Phenotypic and genotypic characterization of *Haemonchus* spp. And other gastrointestinal nematodes resistant to benzimidazole in infected calves from the tropical regions of Campeche State, México. *Veterinary Parasitology*. 205: 246-254. ISSN: 0304-4017 <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401714003793>

FRONTERA E, Pérez M, Alcaide M, Reina D. 2009. *Patología parasitaria porcina: en imágenes*. España: Ed. Servet. Pp. 268. ISBN: 84-92569-12-3. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/libro?codigo=490758>

GAWEL A, Kotonski B, Madej JA, Mazurkiewicz M. 2003. Effect of silimarín on chicken and turkey broilers' rearing and the production indices of reproduction hen flocks. *Medycyna Weterynaryjna*. 59:517-520. ISSN: 0025-8628. <https://eurekamag.com/research/034/804/034804936.php>

GEURDEN T, Chartier C, Franke J, Di RA, Traversa D, Von SG, Demeler J, Vanimisetti HB, Bartram DJ, Denwood MJ. 2015. Anthelmintic resistance to ivermectin and moxidectin in gastrointestinal nematodes of cattle in Europe. *Journal Parasitology Drugs Drug Resist*. 5(3):163-171. ISSN: 2211-3207 <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2211320715300087>

GUERRA C, Galán JA, Méndez J, Perea EM. 2008. Evaluación del efecto del extracto de orégano (*Oreganum vulgare*) sobre algunos parámetros productivos de cerdos destetados. *Tumbaga*. 1:6-29. ISSN Online: 2216-118x. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=3993531>

HORVAT AJ, Petrovic M, Babic S, Pavlovic DM, Asperger D, Pelko S, Mance AD, Kastelan MM. 2012. Analysis, occurrence and fate of anthelmintics and their transformation products in the environment. *Trends Analyt. Chem*. 31: 61-84. ISSN:0165-9936 <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0165993611002937>

KAPLAN RM, Vidyashankar AN. 2012. An inconvenient truth: global worming and anthelmintic resistance. *Veterinary Parasitology*. 186:70–78. ISSN: 0304-4017 <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401711007801>

LAGARTO PA, Tillán CJ, Cabrera GY. 1997. Toxicidad aguda oral del extracto fluido de *Mentha spicata* L. (hierbabuena). *Revista Cubana de Plantas Medicinales*. 2:6-8. ISSN: 1028-4796. http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S102847961997000200002&script=sci_arttext&lng=p t

LEMUS C, Ly CC. 2010. Estudio de sustentabilidad de cerdos mexicanos pelones y cuinos. La iniciativa Nayarita. *Revista computarizada de producción porcina*. 17 (2): 89-98. ISSN:1026-9053 http://www.iip.co.cu/RCP/172/172_10artCLemus.pdf

LIN RJ, Chen CY, Lee JD, Lu CM, Chug LY, Yen CM. 2010. Larvicidal constituents of *Zingiber officinale* (ginger) against *Anisakis simplex*. *Repositorio Institucional Universidad Médica de Kaohsiung*. <http://ir.lib.kmu.edu.tw/handle/310902000/18749>

LOUIE K, Vlassoff A, Mackay AD. 2007. Gastrointestinal nematode parasites of sheep: A dynamic model for their effect on liveweight gain. *International Journal Parasitol*. 37:233-241. ISSN: 0020-7519.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0020751906003511>

MCARTHUR CL, Handel IG, Robinson A, Hodgkinson JE, Bronsvort BM, Burden F, Kaplan RM, Matthews JB. 2015. Development of the larval migration inhibition test for comparative analysis of ivermectin sensitivity in *Haemonchus contortus* populations. *Veterinary Parasitology*. 212: 292-298. ISSN: 0304-4017.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401715003003>

MOLINA VF, Melo MS. 2010. Importance of the statistical method applied to calculate the EC₅₀ and EC₉₅ of some isothiocyanates evaluated against *Rhizoctonia solani* Kuhn. *Agronomía Colombiana*. 28(2):235-244. ISSN 0120-9965
http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-99652010000200013

MUNGUÍA XJ, Valenzuela MW, Leyva CJ, Morales PM, Figueroa CJ. 2013. Potencial de orégano como alternativa natural para controlar *Haemonchus contortus* en ovino de pelo. *Revista Latinoamericana de Recursos Naturales*. 9 (1): 150-154. ISSN: 2594-0384.
<http://revista.itson.edu.mx/index.php/rlrn/article/view/222/157>

PARAUD C, Marcotty T, Lespine A, Sutra JF, Pors I, Devos I. 2016. Cross-resistance to moxidectin and ivermectin on a meat sheep farm in France. *Veterinary Parasitology*. 226:88-92. ISSN: 0304-4017.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401716302527>

QUIROZ RH, Figueroa CJ, Ibarra VF y López AM. 2011. *Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos*. México. 1ª edición. Compact disc. Pp. 643. ISBN:978-607-00-4015-3.
https://www.academia.edu/31033300/Epidemiologia_de_enfermedades_parasitarias_en_Animales_Domesticos

RAMOS PA, Hernández SR. 2018. Extractos comerciales de tomillo (*Thymus vulgaris*) y de algarrobo (*Ceratonia siliqua*) en la dieta de lechones destetados. *Revista Científica*. 8:25-38. ISSN: 2221-5921.

<http://revistas.unprg.edu.pe/openjournal/index.php/revistacientifica/article/view/249>

REBOLLAR RA, Rebollar RS, Gómez TG, Hernández MJ, González RF. 2016. Crecimiento y especialización regional del sector pecuario en México, 1994 a 2013. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. 7(3): 391-403. ISSN: 2428-6698

http://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S2007-11242016000300391&script=sci_arttext

RENDAL VM, Rodríguez CM, Fernández MR, Sánchez IJ, Segura IR, Veiga BA, Andi6n NC. 2004. Efecto del almacenamiento en fase gaseosa sobre la viabilidad celular, la apoptosis y la actividad funcional en aortas de cerdo criopreservadas. Estudio preliminar. *Angiología*. 56:107-121. ISSN: 0003-3170.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0003317004748555>

RIZO MM, Vuelta LD, Lorenzo GA. 2017. Agricultura, desarrollo sostenible, medioambiente, saber campesino y universidad. *Ciencia en su PC*. (2):106-120. ISSN: 1027-2887.

<https://www.redalyc.org/pdf/1813/181351615008.pdf>

RODRÍGUEZ VR, Apanaskevich DA, Ojeda CM, Trinidad MI, Reyes NE, Esteve GM, de León AP. 2016. Ticks collected from humans, domestic animals, and wildlife in Yucatan, Mexico. *Veterinary Parasitology*. 215:106-113. ISSN: 0304-4017.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401715300777>

SALEM AZ, Salem MZ, El-Adawy MM, Robinson PH. 2006. Nutritive evaluations of some browse tree foliages during the dry season: secondary compounds, feed intake and in vivo digestibility in sheep and goats. *Animal Feed Science and Technology*. 127:251-267. ISSN: 377-8401.

<https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2005.09.005>

TAYLOR MA, Learmount J, Lunn E, Morgan C, Craign BH. 2009. Multiple resistance to anthelmintics in sheep and comparison of methods used for their detection. *Small Ruminant Research*. 86:67-70. ISSN: 0921-4488.

<https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2009.09.020>

VAN WJ, Cabaret J, Michael LM. 2004. Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle simplified. *Veterinary parasitology*. 119:277-306. ISSN: 0304-4017.

<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0304401703004734>