

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA FACULTAD DE VETERINARIA

TERAPIA LARVAL EN MEDICINA VETERINARIA

“por”

Facundo Ricardo ARRIGHETTI FALERO

TESIS DE GRADO presentada como uno de
los requisitos para obtener el título de Doctor
en Ciencias Veterinarias
Orientación: Medicina Veterinaria

MODALIDAD: Revisión monográfica

MONTEVIDEO

URUGUAY

2024

PÁGINA DE APROBACIÓN:

Tesis de grado aprobada por:



Presidente de mesa:

Ana Laura Pérez Sarasqueta



Segundo miembro (Tutor):

María Ernestina Olhagaray Torres



Tercer miembro:

Mónica Lujan Remedios De León

Fecha:

23/08/2024



Autores:

Facundo Ricardo Arrighetti Falero

AGRADECIMIENTOS:

A mi familia, por el afecto y el apoyo incondicional en este camino y por inculcarme los valores que hoy llevo como bandera.

A mis amigos, por acompañarme y motivarme siempre cuando más me hacía falta.

A mis facu-amigos, compañeros de estudio, de mates, de alegrías y frustraciones.

Con ellos el recorrido se hizo más fácil.

A mis compañeros/amigos de Parasitología, por ser grandes maestros e impulsores en mi camino académico. Especialmente a mi tutora Ernestina, por su guía y su confianza para la elaboración de este trabajo.

A Giuli, mi compañera de vida, por su bondad, amor y comprensión, por ser el faro en los momentos más oscuros y acompañar con ternura todas mis etapas.

Al niño que fui, por jamás ceder ante el mundo y, pese a todo, mantener viva la esencia.

Sin ustedes, esto no hubiera sido posible.

A todos: ¡Gracias!

TABLA DE CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS Y FIGURAS.....	5
RESUMEN.....	7
SUMMARY	8
1. INTRODUCCIÓN:	9
2. OBJETIVOS	11
2.1. Objetivo general.....	11
2.2. Objetivos específicos	11
3. TERAPIA LARVAL	11
3.1. Generalidades y principales características.....	11
Historia	11
Aspectos generales y principales características	12
3.2. Usos en medicina humana y veterinaria.....	14
3.3. Especies de interés y su biología	20
Familia Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae: breve descripción de su biología.....	20
Especies de interés.....	21
4. METODOLOGÍAS PARA LA OBTENCIÓN DE LARVAS ESTÉRILES	37
4.1. Métodos de captura de moscas	37
4.2. Métodos de reconocimiento de adultos para especies de importancia....	42
4.3. Métodos de cultivo para moscas	52
Cría de adultos	52
Cría de larvas.....	54
Manejo de las pupas.....	55
Desinfección de los huevos.....	56
5. METODOLOGÍAS PARA LA APLICACIÓN DE LA TERAPIA LARVAL	58
5.1. Indicaciones y contraindicaciones.....	59
5.2. Terapia de rango libre	59
5.3. Técnica de la bolsa de larvas	62
5.4. Ventajas y desventajas del método	63
6. PERSPECTIVAS	63
6.1. Establecimiento de colonias a nivel del laboratorio de parasitología.....	63
7. CONCLUSIONES	64
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	65

ÍNDICE DE TABLAS Y FIGURAS

Figuras

Figura 1: Dermatitis interdigital en un ovino	15
Figura 2: Dehiscencia en línea media de un equino.....	17
Figura 3: Úlcera postflebítica en tobillo	19
Figura 4: Vista lateral de <i>Calliphora vicina</i>	22
Figura 5: Vista dorsal de <i>Lucilia caesar</i>	23
Figura 6: Vista lateral de <i>Lucilia illustris</i>	24
Figura 7: Vista lateral de <i>Lucilia sericata</i>	25
Figura 8: Vista lateral de <i>Lucilia cuprina</i>	26
Figura 9: Vista lateral de <i>Lucilia eximia</i>	27
Figura 10: Vista lateral de <i>Phormia regina</i>	28
Figura 11: Vista dorsal de <i>Protophormia terranovae</i>	29
Figura 12: Vista dorsal de <i>Chrysomya megacephala</i>	30
Figura 13: Vista dorsal de <i>Chrysomya putoria</i>	31
Figura 14: Vista lateral de <i>Chrysomya albiceps</i>	32
Figura 15: Vista lateral de <i>Cochliomyia macellaria</i>	33
Figura 16: Vista dorsal de <i>Sarconesiopsis magellanica</i>	34
Figura 17: Vista lateral de <i>Wohlfahrtia nuba</i>	35
Figura 18: Vista lateral de <i>Musca domestica</i>	36
Figura 19: Flujograma para la obtención de larvas estériles.....	36
Figura 20: Trampa de malla	39
Figura 21: Trampa de botella	40
Figura 22: Trampa de botella colgante.....	40
Figura 23: Trampa de lata	41
Figura 24: Morfología de las principales claves de identificación	45
Figura 25A: Región occipital de <i>Lucilia sericata</i>	47
Figura 25B: Región occipital de <i>Lucilia cuprina</i>	47
Figura 26A: Frente de <i>Lucilia sericata</i>	48
Figura 26B: Frente de <i>Lucilia cuprina</i>	48
Figura 27A: Callo humeral de <i>Lucilia sericata</i>	49
Figura 27B: Callo humeral de <i>Lucilia cuprina</i>	49
Figura 28A: Scutellum de <i>Lucilia sericata</i>	50
Figura 28B: Scutellum de <i>Lucilia cuprina</i>	50
Figura 29A: Clípeo de <i>Lucilia sericata</i>	51
Figura 29B: Clípeo de <i>Lucilia cuprina</i>	51
Figura 30: Resumen del proceso de desinfección de huevos.....	57
Figura 31: Principales mecanismos conocidos y postulados sobre la acción terapéutica de las larvas de <i>L. sericata</i>	58
Figura 32: Apósito primario para la terapia de rango libre.....	60
Figura 33: Aplicaciones de la terapia según el tipo de herida y su ubicación anatómica.....	61

Figura 33: Bolsa de larvas.....61

Tablas

Tabla I: Principales características morfológicas para el reconocimiento de *Lucilia sericata* y *Lucilia cuprina*45

RESUMEN

La terapia larval es un tipo de tratamiento para heridas que consiste en la aplicación de larvas de diversas especies de moscas con el fin de desbridar, desinfectar y promover la cicatrización. El objetivo de esta tesis fue recopilar información sobre la terapia larval, las especies de moscas más importantes para su ejecución y su aplicación en la medicina veterinaria. Para ello, se realizó una revisión bibliográfica utilizando los motores de búsqueda Google Académico, Timbó Foco y PubMed. Se constató que la terapia larval se utiliza predominantemente en medicina humana y, en menor medida, en medicina veterinaria, aplicándose generalmente en heridas crónicas infectadas, aunque también es adecuada para otros tipos de heridas. En el campo de la medicina veterinaria, su uso ha aumentado significativamente desde los años 2000, principalmente en equinos, seguido por pequeños animales y, en menor medida, en animales de producción como vacas y ovejas. Las especies más utilizadas pertenecen al género *Lucilia*, específicamente *Lucilia sericata*, *Lucilia cuprina*, *Lucilia caesar*, *Lucilia illustris* y más recientemente en nuestra región, *Lucilia eximia*. La captura de moscas se realiza mediante trampas con cebo, recolectando principalmente adultos, aunque también se pueden recolectar larvas y huevos. El reconocimiento de las especies se basa en la morfología de los adultos y no suele representar una dificultad con el entrenamiento adecuado. La formación de colonias de moscas para su uso en terapia larval es relativamente sencilla y la complejidad y escala del método son adaptables a diversas circunstancias. Existen dos técnicas principales de aplicación: de rango libre, donde se aplican las larvas directamente sobre la herida y se cubren con un vendaje, y mediante una bolsa de larvas, donde las larvas se colocan dentro de un paquete que luego se coloca sobre la herida. En medicina veterinaria, la técnica más utilizada es la de rango libre. La terapia larval es una técnica prometedora y, aunque el volumen de evidencia científica es menor en medicina veterinaria, en medicina humana abundan los estudios que demuestran una eficacia preponderante comparada con las terapias tradicionales. Es importante continuar investigando los efectos de esta terapia en el ámbito veterinario y considerar su implementación en la Facultad de Veterinaria.

SUMMARY

Maggot therapy is a type of wound treatment that involves the application of maggots from various species of flies to debride, disinfect, and promote healing. The objective of this thesis was to gather information about maggot therapy, the most important fly species for its execution, and its application in veterinary medicine. For this, a literature review was conducted primarily using Google Scholar, Timbó Foco, and PubMed. It was found that maggot therapy is predominantly used in human medicine and, to a lesser extent, in veterinary medicine, generally applied to chronic infected wounds, although it is also suitable for other types of wounds. In the field of veterinary medicine, its use has increased significantly since the 2000s, mainly in equines, followed by small animals and, to a lesser extent, production animals such as cows and sheep. The most commonly used species belong to the genus *Lucilia*, specifically *Lucilia sericata*, *Lucilia cuprina*, *Lucilia caesar*, *Lucilia illustris* and more recently in our region, *Lucilia eximia*. Fly capture is done using baited traps, primarily collecting adults, although maggots and eggs can also be collected. Species identification is based on adult morphology and is not usually difficult with proper training. The formation of fly colonies for use in maggot therapy is relatively simple, and the complexity and scale of the method are adaptable to various circumstances. There are two main application techniques: free-range, where maggots are applied directly to the wound and covered with a dressing, and via bagged maggots, where the maggots are placed inside a package that is then placed on the wound. In veterinary medicine, the most commonly used technique is the free-range method. Maggot therapy is a promising technique, and although the volume of scientific evidence is smaller in veterinary medicine, there are abundant studies in human medicine demonstrating its preponderant efficacy compared to traditional therapies. It's important to continue researching the effects of this therapy in the veterinary field and to consider implementing it at the Faculty of Veterinary.

1. INTRODUCCIÓN:

La terapia larval (TL) es un tratamiento que consiste en la colocación de larvas de moscas previamente esterilizadas, principalmente de la especie *Lucilia sericata*, en heridas con el fin de desbridar, promover la cicatrización y eliminar las infecciones provocadas por microorganismos, incluidos aquellos resistentes, como *Staphylococcus aureus* meticilino-resistente (Ávila & Vázquez, 2009; Daeschlein et al., 2006).

Este método se utiliza desde la antigüedad con registros que mencionan su uso en las guerras napoleónicas y la guerra civil estadounidense, se sabe también que los Mayas la aplicaban para distintos tipos de lesiones (Fleischmann et al., 2004).

Daeschlein et al., (2006) afirman que la TL cayó en desuso en los años cuarenta con la aparición de los antibióticos. En la actualidad ha vuelto a popularizarse, principalmente para su aplicación sobre heridas crónicas como las úlceras diabéticas o infecciones causadas por patógenos multirresistentes. La producción por parte de las larvas, de sustancias antimicrobianas como la lucifensina, sumado a la secreción de jugos digestivos ricos en enzimas proteolíticas e ingestión de bacterias, son los mecanismos fundamentales que favorecen la curación de heridas crónicas complicadas. A su vez, se cree que la promoción del proceso cicatrizal puede deberse a estímulos mecánico y hormonales generados por las larvas (Čeřovský et al., 2009; Kerridge et al., 2005).

En cuanto a la utilización de la TL en el campo de la medicina veterinaria, esta encuentra su mayor desarrollo en la medicina equina y con menor frecuencia en pequeños animales de compañía, aunque algunos profesionales ya han apostado a su uso en heridas complicadas de perros y gatos. Estudios han demostrado efectos muy beneficiosos y se ha asociado con la curación completa de diferentes heridas en equinos con diversas patologías como, por ejemplo, bursitis podotroclear séptica, infosuras complicadas, abscesos de pie, laceraciones por alambres y úlceras crónicas en suela y ranilla. En pequeños animales, si bien los estudios son bastante escasos, también se han encontrado muy buenos resultados, se ha experimentado en diversas heridas crónicas de distintas etiologías, principalmente traumáticas y tumorales. Además, según algunas entrevistas realizadas a los veterinarios usuarios de esta terapia, presentan gran conformidad y consideran que las ventajas son mucho mayores que las desventajas. En general, todos concluyen que la TL es más adecuada para su uso en heridas crónicas que no responden a los tratamientos convencionales (Choudhary et al., 2016; Kočiřová et al., 2006; Sherman, Morrison & Ng, 2007; Sherman, Stevens, et al., 2007).

Aunque la especie más estudiada para la TL es *Lucilia sericata*, existen otras especies que han sido evaluadas, entre ellas *Lucilia eximia*, común y abundante en la región neotropical, la cual ha demostrado ser eficiente para el tratamiento de heridas (Cálderón-Arguedas et al., 2014).

A pesar de los beneficios demostrados y las propiedades curativas de la TL en la medicina humana y veterinaria, su uso aún no se ha implementado en Uruguay. Por lo tanto, su aplicación sería innovadora y útil en el país, especialmente para grandes animales. Es una alternativa interesante al tratamiento quirúrgico, el cuál conlleva riesgos y complicaciones. Además, dada la creciente resistencia bacteriana a las

drogas antimicrobianas (Múnera & Jiménez, 2020; Yu et al., 2021), la TL no solo controla las infecciones, sino que no produce residuos ni presiona para la aparición de resistencia microbiana.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Realizar una revisión bibliográfica actualizada sobre la aplicación de terapia larval en medicina veterinaria.

2.2. Objetivos específicos

- Introducir y desarrollar los aspectos más importantes de la terapia larval
- Describir las especies de moscas más importantes para su aplicación.
- Discutir el uso de *Lucilia eximia* como especie de uso alternativo.
- Describir los métodos de captura, reconocimiento y cautiverio de las especies de interés.
- Conocer las técnicas de aplicación con sus ventajas y desventajas.
- Discutir y reflexionar sobre su posible aplicación a nivel del laboratorio de parasitología.

3. TERAPIA LARVAL

3.1. Generalidades y principales características

Historia

Durante muchos siglos se ha reconocido la utilidad de las larvas de mosca en el tratamiento de heridas. Los Mayas utilizaban paños empapados en sangre animal para cubrir lesiones, esperando la actividad de las larvas debajo de los vendajes. Los aborígenes australianos también han utilizado larvas de mosca para limpiar heridas durante miles de años. En la segunda guerra mundial, los médicos militares en Myanmar (Birmania) observaron a los habitantes locales colocando larvas de mosca en las heridas y cubriéndolas con barro y hierba húmeda. Los cirujanos militares han descrito con frecuencia los beneficios de las larvas sobre las heridas de los soldados caídos. En 1557, el cirujano militar francés Ambroise Paré, describió una rápida recuperación en sus pacientes infestados con larvas de mosca. Sin embargo, Paré no atribuyó estos resultados a las larvas de mosca ni se dio cuenta de que los "gusanos" eran, de hecho, larvas de mosca. Por otro lado, el cirujano de Napoleón, el Barón Dominique-Jean Larrey, reconoció que las larvas eliminaban el tejido muerto y observó sus efectos beneficiosos en las heridas. Larrey y su equipo médico intentaron persuadir a los soldados del uso de las larvas, ya que eliminaban el tejido necrótico y aceleraban el proceso natural de curación. William S. Baer, un cirujano norteamericano que sirvió en Francia durante la primera guerra mundial, luego de su experiencia tratando pacientes con infecciones óseas crónicas (osteomielitis) durante su tiempo como profesor de cirugía ortopédica en la Universidad Johns Hopkins comenzó a criar larvas para luego aplicarlas en heridas. Los resultados fueron impresionantes: el mal olor desapareció, se eliminó la pus y la inflamación disminuyó, lo que llevó a una recuperación completa y el alta médica

después de solo dos meses de tratamiento. Muchos en Estados Unidos y Europa continuaron las investigaciones de Baer, implementando la terapia en más de 300 hospitales sólo en Estados Unidos y con más de 100 publicaciones sobre el tema en la literatura médica entre 1930 y 1940. Sin embargo, con la aparición de los antibióticos como la penicilina, que se hizo comercialmente disponible en 1944, el uso de la TL disminuyó rápidamente y cayó en el olvido. En los 80, debido a la aparición de bacterias multirresistentes, el uso de la TL volvió a emerger y su uso aumentó para los años 90. A partir de 1990 comenzaron a realizarse estudios comparando la TL con otros métodos usados en el momento, reafirmando que esta era de hecho, más efectiva para desbridar heridas y mejorar la cicatrización (Fleischmann et al., 2004; Patricia, 2011; Sherman, Wyle & Vulpe, 1995; Sherman, Wyle & Thrupp, 1995; Sherman & Tran, 1995; Sherman, 2002a, Sherman, 2002b; Sherman, 2003).

Aspectos generales y principales características

La terapia larval, también conocida como larvoterapia, bio-desbridamiento (Turkmen et al., 2010), bio-cirugía (Cickova et al., 2013; Sun et al., 2014), bioterapia o desbridamiento bio-quirúrgico (Gottrup et al., 2011; Sherman et al., 2009), implica el uso de larvas estériles o desinfectadas principalmente de moscas “metalizadas” (Diptera: Calliphoridae) de diferentes especies para tratar heridas con el objetivo de controlar las infecciones y promover la cicatrización (Valachova et al., 2013). Entre las especies propuestas para su uso se incluyen: *Calliphora vicina*, *Chrysomya rufifacies*, *Chrysomya albiceps*, *Chrysomya putoria*, *Chrysomya megacephala*, *Cochliomyia macellaria*, *Sarconesiopsis magellanica*, *Lucilia cuprina*, *Lucilia illustris*, *Lucilia caesar*, *Lucilia sericata*, *Phormia regina*, *Protophormia terraenovae* (Diptera: Calliphoridae), *Wohlfahrtia nuba* (Diptera: Sarcophagidae) y *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) (Dallavecchia, 2013; Sherman et al., 2000; Stadler 2022); aunque *Lucilia sericata* es la más mencionada en la literatura científica. Recientemente, se ha agregado a la lista la mosca *Lucilia eximia* como candidata para su uso (Echeverri et al., 2010).

Este método se utiliza como una forma rápida y efectiva de tratar heridas crónicas al eliminar el tejido necrótico, desinfectar la herida y promover la cicatrización. Se sabe que debido a la acción mecánica y enzimática en conjunto, las larvas ayudan a eliminar el tejido necrótico y limpiar la herida; estas se desplazan en la superficie con sus piezas bucales en forma de gancho, pero sin profundizar en la lesión. A través de la secreción de enzimas digestivas poderosas como la carboxipeptidasa A y B, la leucina aminopeptidasa, la collagenasa y las proteasas de serina descomponen el tejido muerto y consumen la licuefacción resultante (Andersen et al., 2010; Dholaria et al., 2014; Patricia, 2011). La proteasa de serina ‘like’ quimotripsina resulta especialmente efectiva en la degradación de los componentes de la matriz extracelular, como la laminina, la fibronectina y los tipos I y III de colágeno (Valachova et al., 2013).

Además, se ha demostrado que la TL estimula la angiogénesis y la proliferación celular a través de la secreción de factores de crecimiento quimiotácticos y ácidos grasos que afectan la migración de los fibroblastos, inducen la formación de tejido de granulación y aumentan la oxigenación del tejido. También se cree que las larvas de mosca pueden estimular la respuesta inmunitaria del huésped, lo que ayuda en el proceso de curación (Blake et al., 2007; Bowling et al., 2018; Nigam et al., 2009).

La capacidad antimicrobiana de la TL se atribuye a la ingestión bacteriana por parte de las larvas que son eliminadas al pasar por el tubo digestivo y a la actividad antimicrobiana de compuestos como la lucifensina, secretados en las glándulas salivales y otros componentes que se encuentran en las excretas. Algunos ejemplos de estos compuestos son el bicarbonato de sodio que aumenta el pH de la herida e inhibe el crecimiento bacteriano, componentes bactericidas como la alantoína, la urea, el ácido fenilacético, el fenilacetaldehído y el carbonato de calcio, que tienen propiedades curativas. Además, estudios *in-vitro* mostraron que los productos de secreción/excreción de las larvas son capaces de destruir el biofilm generado por algunas bacterias frecuentes en las heridas como: *Staphylococcus epidermidis*, *S. aureus* y *Pseudomonas aeruginosa*. El mismo contiene a las bacterias que colonizan las heridas y las protegen de los antibióticos y el sistema inmunológico. La combinación de los compuestos secretados por las larvas y las sustancias antibióticas potencian el efecto antimicrobiano de estos últimos sobre las bacterias y previene la re-infección causada por la presencia residual del biofilm. Es interesante destacar que las larvas utilizan las enzimas producidas por ciertas bacterias para mejorar la digestión de su fuente de alimento, lo que se asemeja a la función de la microbiota intestinal en los vertebrados. Además, la simbiosis entre las larvas y ciertas bacterias tiene una gran importancia en el tratamiento de infecciones. Algunas bacterias, como *Proteus mirabilis*, segregan toxinas antibacterianas, como los ya mencionados ácido fenilacético y el fenilacetaldehído, que eliminan otros microorganismos sin dañar a las larvas. Por lo tanto, paradójicamente, estas bacterias pueden contribuir a la eliminación de otros microorganismos. En suma, la TL ayuda a eliminar el tejido necrótico, elimina los microorganismos y biofilms, acelera la curación de la herida mediante una variedad de mecanismos, incluyendo la adhesión de leucocitos, la producción de factores de crecimiento, la síntesis de colágeno, el aumento de la angiogénesis, la mayor capacidad de respuesta de los macrófagos, la elevación de la fibrinólisis y los aumentos en los niveles de óxido nítrico (Blake et al., 2007; Dholaria et al., 2014; Du Plessis et al., 2011; Fleischmann et al., 2004; Nigam et al., 2009; Patricia, 2011; Sherman et al., 2014; Valachova et al., 2013).

3.2. Usos en medicina humana y veterinaria

Hoy en día, la TL ha experimentado un resurgimiento debido a los recientes avances tecnológicos, los cuales han abordado muchos de los inconvenientes que solían estar asociados con esta práctica, como la dificultad en el acceso, las dificultades en la aplicación y el elevado costo. Los materiales modernos utilizados en los vendajes han simplificado el procedimiento, disminuyendo el riesgo de fuga de las larvas. Además, la presencia de numerosos laboratorios en todo el mundo y el acceso a servicios de mensajería nocturna han permitido que las larvas estén disponibles para un público más amplio. En la literatura médica, se ha registrado un crecimiento exponencial de evidencia científica que respalda la eficacia y seguridad de la TL para tratar una gran variedad de heridas. En la práctica clínica, se la suele considerar como una modalidad avanzada a la que solo se recurre cuando las terapias convencionales han fallado. Sin embargo, en la actualidad, el creciente número de heridas crónicas no curativas en pacientes con pie diabético ha generado un mayor interés en la misma como tratamiento de primera línea. A pesar de que su uso se ha ampliado, todavía sigue siendo en general una alternativa subutilizada.

La TL suele utilizarse principalmente en heridas como: úlceras diabéticas, heridas isquémicas, úlceras venosas, úlceras por presión, heridas traumáticas, heridas postquirúrgicas, etc. (Sherman, 2009; Shi & Shofler, 2014).

En la medicina veterinaria, esta también ha sido una técnica subestimada durante mucho tiempo, pero actualmente se presenta como un tratamiento eficaz para las heridas crónicas. Tal como señalan Sherman, Stevens, et al. (2007), la TL se utiliza principalmente en caballos y, aunque su uso en animales de compañía es menos común, algunos veterinarios la están comenzando a emplear para tratar heridas complicadas en perros y gatos con resultados prometedores. La TL ha sido utilizada con éxito en una variedad de animales, incluyendo toros, burros, ponis, mulas y caballos. Bell & Thomas, (2001) realizaron el primer estudio de TL en burros en 2001, mientras que Jurga y Morrison (2004) como se cita en Choudhary (2016), llevaron a cabo el primer estudio en caballos en 2004. En el manejo de caballos, la TL se utiliza para tratar diversas enfermedades del casco, como la bursitis navicular séptica, la laminitis complicada, abscesos con osteomielitis del hueso de la 3era falange y otras afecciones como la bursitis supraespinal (Bell & Thomas, 2001; Bras & Morrison, 2009; Choudhary et al., 2016; Dicke, 1953; Jurga & Morrison, 2004, citado por Choudhary et al., 2016; Lepage et al., 2012; Sherman, Stevens, et al., 2007; Thiemann 2003; Wolff & Hansson 2005).

En un estudio realizado por Kočišová et al. (2006), se describió el uso de la TL en seis ovejas, tres de las cuales presentaban inflamación aguda de la piel interdigital y cuatro con pododermatitis purulentas. Después de la primera aplicación, cuatro ovejas mostraron una mejora significativa y comenzaron a sanar, mientras que dos ovejas necesitaron tratamiento adicional, en el que se aplicaron entre 100 y 120 nuevas larvas sobre la lesión. Se evaluó el efecto de una sola aplicación durante un período de 3 a 6 días, obteniéndose un desbridamiento rápido y selectivo. Los resultados del estudio demostraron que la TL fue efectiva en la promoción de la cicatrización (Figura 1) en las ovejas tratadas, evidenciada por la formación de tejido sano.



Figura 1. Dermatitis interdigital en un ovino. Nota: Evolución de la lesión luego del 4to día de tratamiento. Adaptado de Kočišová et al., (2006).

En otro caso, se reportó el tratamiento exitoso de diversas afecciones en caballos, incluyendo 41 casos de osteomielitis de 3era falange, 18 casos de infosura crónica, 8 casos de bursitis navicular séptica, 4 casos de artritis séptica de la articulación interfalángiana distal, 3 casos de Crapaud, 2 casos de úlceras no cicatrizantes en el pie (región palmar del pie), 1 caso de rotación caudal aguda de la 3era falange y 1 caso de necrosis del cartílago alar. La TL ha demostrado ser efectiva en la eliminación de la infección, con el único efecto secundario de irritación en la herida debido al movimiento de las larvas (Choudhary et al., 2016; Morrison, 2005; Nigam et al., 2010; Wolff & Hansson, 2005).

Otro estudio incluyó 20 casos, 7 de pequeños animales (2 perros, 4 gatos, 1 conejo) y 13 casos de caballos en los cuales se asoció la TL a la conservación de los miembros en tres de los cinco casos de caninos y felinos en los que se preveía amputación o eutanasia. En el caso de un conejo con una herida infectada en la articulación del corvejón cursando sepsis, se aplicó un ciclo de terapia larval con un nivel de desbridación significativo. No se reportaron efectos adversos en ninguno de estos casos. Sin embargo, es importante señalar que dos animales con infecciones

graves fallecieron debido a sepsis durante el tratamiento (Sherman, Morrison & Ng, 2007; Sherman, Stevens, et al., 2007).

Posteriormente, Sherman, Stevens, et al. (2007) y Sherman, Morrison y Ng (2007) aplicaron TL en varios casos, incluyendo un caballo de 6 años con una laceración extensa en la región proximal del miembro posterior izquierdo, un potro recién nacido con vasculitis obliterante que afectaba al casco, una yegua de 9 años con una herida punzante que afectaba a la bolsa navicular, el tendón flexor digital profundo, la articulación del casco y la almohadilla plantar del miembro posterior derecho, y un padrillo árabe de 14 años con una herida punzante en la zona lateral del talón. Después del tratamiento, se logró controlar todas las infecciones, y solo un caballo tuvo que ser sacrificado. En ninguno de estos casos se observaron eventos adversos atribuibles a la terapia.

Lepage et al. (2012) por su parte, trataron a 41 équidos donde se incluían 35 caballos, 4 burros y 2 ponis. Se presentaron diversas lesiones como: bursitis séptica del navicular, carcinoma de células escamosas, osteítis séptica de la tercera falange, heridas crónicas proliferativas en el tercer metatarsiano del miembro posterior izquierdo y en la región plantar proximal del tarso en miembro posterior derecho, abscesos de tejido blando (1 en la grupa, 3 en el cuello, 1 en el escroto y 1 en el prepucio), diversas laceraciones agudas o subagudas en las extremidades, fracturas crónicas del isquión con fístula, heridas infectadas por SARM (*Staphylococcus aureus* resistente a Meticilina) y dehiscencia de la línea alba (Figura 2). En 38 casos, se logró un resultado favorable en menos de una semana. En todos los casos se observó desbridamiento, desinfección y un aumento de la cicatrización. En 3 casos, no se logró una curación completa de la herida. En uno de ellos, la curación ocurrió sin problemas después de que se eliminara el secuestro óseo. En otros 2 caballos, el carcinoma de células escamosas y el melanoma estaban involucrados y no se logró una curación completa debido a la recurrencia del tejido tumoral subyacente.



Figura 2. Dehiscencia en línea media de un equino. Nota: Evolución de la herida 4 días después de la terapia (Lepage et al., 2012).

Se encontró que la TL fue exitosa en pequeños animales y caballos, logrando la curación completa luego de 3 días de la aplicación, siendo usada fundamentalmente en heridas que no respondían a la terapia médica y quirúrgica convencional; de no producirse un desbridamiento completo de la herida, se requiere una segunda aplicación o ciclo. En algunos casos se realizó un desbridamiento quirúrgico leve en conjunto a la TL para eliminar el tejido necrótico seco.

La TL se considera una forma efectiva de prevenir el establecimiento de infecciones graves en heridas como: laceraciones complicadas y profundas, abscesos, dehiscencia de la sutura en heridas abdominales e infecciones incluso en presencia de fijación interna, desplazamiento grave de la tercer falange y penetración de suela. La misma estuvo asociada con la preservación de las extremidades en tres de cinco caninos y felinos en los que se preveía amputación. Otros tratamientos, como los antibióticos sistémicos o locales y el uso de desinfectantes (por ejemplo, yodopovidona o dióxido de cloro) antes de la aplicación de la TL, no tuvieron efecto sobre la viabilidad de las larvas. En algunos casos, el tratamiento con antibióticos no fue utilizado para una mejor evaluación de la eficacia de esta terapia. Ocasionalmente, se necesitó anestesia general para controlar al animal y para aplicar el vendaje de manera adecuada. Algunos pocos animales murieron o fueron sacrificados debido a la gravedad de las enfermedades preexistentes, y no debido al fracaso del tratamiento. La TL es una técnica segura y útil para la limpieza y desinfección de algunas heridas graves y se ha convertido en una alternativa interesante a la amputación en perros y gatos (Choudhary et al., 2016; Dholaria et al., 2014; Kočišová et al., 2006; Lepage et al., 2012; Morrison, 2005; Sherman, Morrison & Ng, 2007; Sherman, Stevens, et al., 2007; Steenvoorde, 2008).

Además del método clásico de TL con *Lucilia sericata*, existen antecedentes de terapia en América del Sur con la especie *Lucilia eximia*. Esta mosca se encuentra en países como Argentina, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guatemala, México, Panamá, Perú, Puerto Rico, Guyana, Trinidad y Tobago, y Venezuela (Región Neártica y Neotropical) (Hall, 1948 como se citó en Echeverri et al., 2010). También existen registros que la ubican en Uruguay según la lista de Calliphoridae presentada por Martinez et al., (2016) y constatada morfológicamente por Arrighetti et al., (2023), donde se diagnosticó utilizando las claves propuestas por De Carvalho y De Mello-Patiu, (2008) y Amat et al., (2008).

En cuanto a las experiencias con esta especie, Echeverri et al. (2010) realizaron un estudio sobre 42 pacientes humanos, que incluyó 31 mujeres y 11 hombres con edades entre 32 y 87 años, de los cuales el 97,6% tenían úlceras en los miembros inferiores (Figura 3) y el 2,4% en los miembros superiores. De las 63 úlceras tratadas, 22 fueron venosas, 9 arteriales y 11 de otros orígenes, incluyendo anemia de células falciformes, pie diabético, enfermedad de Berger, infección intrahospitalaria, trauma, síndrome antifosfolípido, pioderma gangrenosa, erisipela y elefantiasis verrucosa.

La conclusión fue que *Lucilia eximia* muestra ser una especie alternativa, más eficiente en el tratamiento de úlceras en comparación con *L. sericata*, ya que requiere menos larvas por úlcera, menor tiempo de aplicación, y tienen una tasa de crecimiento más alta. A diferencia de *L. sericata*, *L. eximia* pone huevos en carne fresca, lo que minimiza el riesgo de contaminación. La TL ha demostrado ser exitosa en el tratamiento de úlceras crónicas y puede ser una alternativa económica cuando los métodos tradicionales han fallado (Echeverri et al., 2010).



Figura 3. Úlcera postflebítica en tobillo. Nota: Evolución 48 hs post tratamiento. (Echeverri et al., 2010).

En otro estudio en animales, para examinar si el tratamiento con larvas de *L. eximia* aceleraba la curación de heridas dérmicas, se produjeron úlceras cutáneas en parejas de ratas mediante la inyección subcutánea de veneno de *Bothrops asper*. En cada ensayo, una rata recibió TL (rata de prueba) y la otra no (rata control), utilizando larvas de segundo estadio (L2) y larvas de tercer estadio temprano (L3). Los cambios de larvas se realizaron cada 3 a 5 días hasta la curación de la úlcera. Se documentó en cada caso qué rata (prueba o control) curó primero. Se realizaron un total de 17 ensayos, 10 con L2 y 7 con L3. En el 47,0% de los ensayos, la rata de prueba curó primero, en el 41,2% hubo una curación simultánea y en el 11,8% la rata control curó primero. Con L2, el 50,0% de las ratas tratadas curó primero, mientras que con L3, sólo un 42,0% lo hizo. Sin embargo, el análisis estadístico no mostró evidencia de una aceleración significativa en la curación asociada con la TL. Además, se observaron abscesos miásicos en varios experimentos, lo que sugiere que se necesitan más investigaciones antes de recomendar la idoneidad de *L. eximia* como agente para la TL. La agudeza del tipo de úlcera producida pudo haber limitado la evaluación de la terapia (Calderón-Arguedas et al., 2014).

3.3. Especies de interés y su biología

Familia Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae: breve descripción de su biología

Las especies que han sido utilizadas hasta el momento en diversos estudios pertenecen a las familias: Sarcophagidae, Muscidae (en las cuáles se ahondará menos) y Calliphoridae (Stadler, 2022).

La familia Calliphoridae pertenecen al orden Diptera, suborden Brachycera, infraorden Muscomorpha, sección Schizophora, grupo Calyptratae, además pertenecen a la superfamilia Oestroidea, junto con los Sarcophagidae, Tachinidae, Oestridae, Rhinophoridae, Axiinidae y Mystacinobidae (Wolff, 2010). Los Califóridos son conocidos por su apariencia robusta y brillante, con colores azules o verdes, aunque algunas especies pueden ser opacas. Se distinguen por tener una hilera de setas en el margen posterior del meron y dos setas en la notopleura. Los machos tienen una frente más estrecha que las hembras y pueden ser holópticos o subholópticos. Los Calliphoridae son principalmente descomponedores, sarcosaprófagos y/o coprófagos, y se clasifican según su asociación con el ser humano y su hábitat en: Eusinatópicos (exófilos y endófilos), Hemisinatópicos y Anisatópicos. Son importantes agentes de dispersión mecánica de patógenos y pueden causar miasis en varias especies de vertebrados, provocando daños económicos considerables cuando se trata de animales de producción. Debido a sus hábitos principalmente necrófagos, los Calliphoridae se utilizan en la investigación forense, ya que son el grupo de insectos más abundante en las comunidades de artrópodos. colonizadores de cadáveres. Por lo tanto, sus ciclos de vida proporcionan información valiosa para la resolución de casos forenses. Estos ciclos comprenden distintos estadios de metamorfosis: huevo, tres estadios larvales, pupa y adulto (holometábolos). Las hembras adultas son atraídas por el olor proveniente de cadáveres y heridas; se alimentan de los diferentes exudados (fundamental para la oviposición) y de néctar, oviponiendo en los tejidos que posteriormente serán el alimento de las larvas eclosionadas. Por otro lado, los machos se alimentan preferentemente de néctar y otros componentes orgánicos. Antes de pasar al estadio de pupa, la larva de tercer estadio entra en una fase llamada prepupa o fase postalimentaria, durante la cual abandona el sustrato en busca de un lugar adecuado para pupar (Amat et al., 2008; Catts & Goff, 1991; Greenberg, 1990; McAlpine, 1989; Povolný, 1971; Wolff, 2010)

En cuanto a la familia Sarcophagidae, esta se compone por 2600 especies documentadas en todo el mundo, agrupadas en tres subfamilias: Miltogramminae, Paramacronychiinae y Sarcophaginae. Las especies de Miltogramminae son de tamaño medio y mayormente actúan como cleptoparásitas en los nidos de avispas y abejas solitarias, aunque algunas especies del género Eumacronychia se desarrollan y se alimentan de huevos de tortugas y lagartos. Por otro lado, Paramacronychiinae y Sarcophaginae comprenden especies con una amplia diversidad biológica, incluyendo carroñeros, coprófagos, algunos que causan miasis en anfibios y mamíferos, además de ser huéspedes de hormigueros y termiteros, predadores de huevos de arácnidos, larvas de lepidópteros y pupas de abejas; incluso, algunas especies llegan a ser parasitoides altamente especializados de otros artrópodos. En la región Neotropical, la subfamilia Sarcophaginae destaca por ser la más abundante en especies y en diversidad morfológica, en contraste con la escasez de especies de Miltogramminae y Paramacronychiinae, siendo esta última

representada únicamente por la especie *Galopagomyia inoa*, endémica de las Islas Galápagos (Pape et al., 2004).

La familia Muscidae es una de las más diversas entre los dípteros, tanto en términos morfológicos y ecológicos como en su distribución. A nivel mundial se han descrito aproximadamente 5.200 especies, de las cuales más de 850 se encuentran en la región Neotropical. Debido a su amplia distribución global, esta familia puede habitar una variedad de hábitats naturales y también estar presente en entornos asociados con la actividad humana. Dado que algunas especies de Muscidae están relacionadas con ambientes urbanos, varios investigadores han señalado su participación en la descomposición de materia orgánica animal y humana (Ramírez .M, 2012).

Especies de interés

Según Stadler, (2022), para que una especie sea adecuada para la TL existen ciertos requisitos con los que debe cumplir:

- En primer lugar, cualquier especie empleada en la TL debe ser inocua para el tejido sano, enfocándose únicamente en eliminar tejido desvitalizado.
- Sería ideal que la especie seleccionada no solo elimine tejido necrótico, sino que también tenga la capacidad de controlar infecciones y acelerar la recuperación de la herida.
- La especie seleccionada debería ser fácil de mantener en condiciones de cautiverio y perpetuar su vitalidad a lo largo de múltiples generaciones.
- Es esencial que la especie sea ovípara en vez de larvipara. Esto facilita la recolección y desinfección de los huevos, así como la cría de las larvas previo al tratamiento.

Calliphora vicina (Diptera: Calliphoridae): Moscas cosmopolitas, de coloración azul oscuro, cubiertas con una pruinosidad blanca o blanco plateado, de aspecto robusto (Figura 4). Se encuentran en la vegetación, sobre cadáveres o materia orgánica en descomposición.

Fue utilizada por S. Teich y Myers (1986) para dos casos: una úlcera por decúbito en el área perineal y una gangrena gaseosa en el área inguinal. Ambos casos tuvieron buenos resultados en cuanto al desbridamiento y a la promoción del tejido de granulación. Esta especie está incluida en la lista de los Calliphoridae del Uruguay (Martínez et al., 2016; Mora, 1984; Stadler, 2022; Teich & Myers, 1986).



Figura 4. Vista lateral de *Calliphora vicina* (Cutter, s.f).

Lucilia caesar (Diptera: Calliphoridae): Mosca de la región palearctica, de color verde metálico (Figura 5). Se localiza generalmente en la vegetación, sobre basura o cadáveres. Ha sido identificada como especie de colonización secundaria en la miasis del vellón. Es mencionada por W.S Baer (1931) como especie con resultados satisfactorios para la TL (Baer, 1931; Mora, 1984; Stadler, 2022).

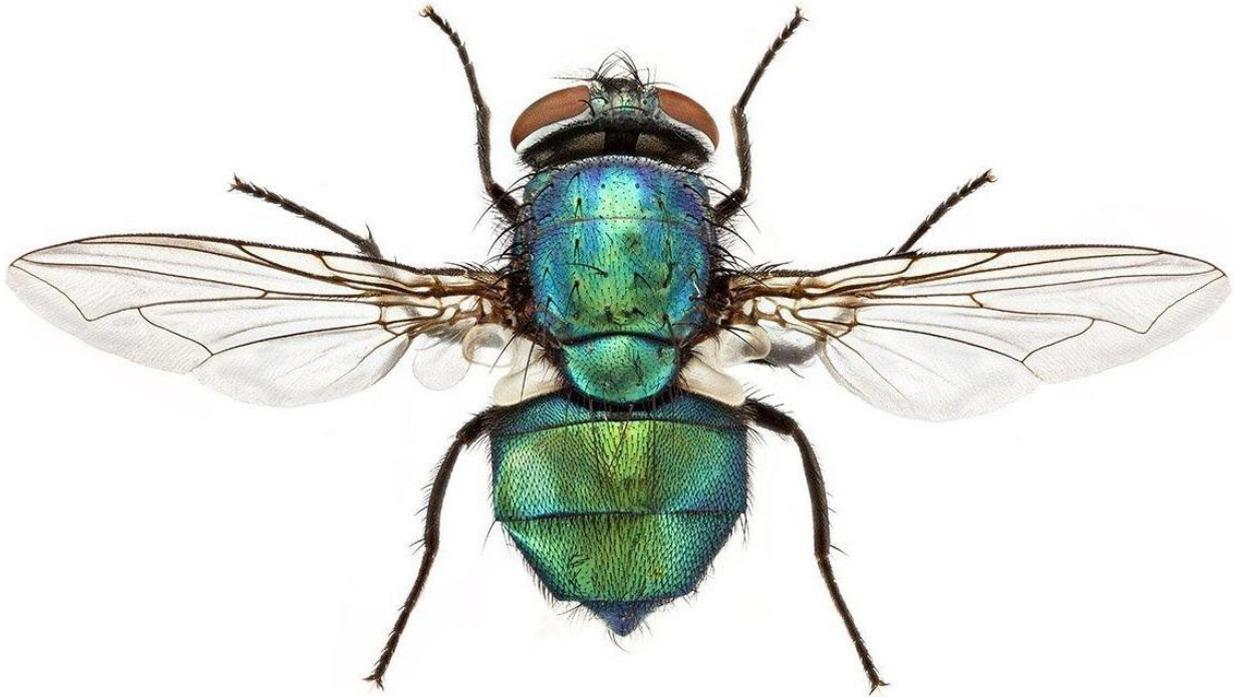


Figura 5. Vista dorsal de *Lucilia caesar* (Natural History Museum, 2010).

Lucilia caesar (Diptera: Calliphoridae): Mosca de la región paleártica, de color verde metálico (Figura 5). Se localiza generalmente en la vegetación, sobre basura o cadáveres. Ha sido identificada como especie de colonización secundaria en la miasis del vellón. Es mencionada por W.S Baer (1931) como especie con resultados satisfactorios para la TL (Baer, 1931; Mora, 1984; Stadler, 2022).



Figura 6. Vista lateral de *Lucilia illustris* (Cutter, s.f).

Lucilia sericata (Diptera: Calliphoridae): Mosca cosmopolita, de color verde brillante a cuprico (Figura 7). Se encuentra cerca de vegetación, basura o cadáveres. Es causante de miasis secundarias en diversos animales. Además, es un importante agente primario de la miasis del vellón.

Es sin dudas, la especie con mayor volumen de información en cuanto a su desempeño en la TL, sus mecanismos y propiedades.

La TL fue aprobada para su uso en 2004 por la US Food and Drug Administration (FDA) (510(k) #33391). Esta especie está incluida en la lista de los Calliphoridae del Uruguay (Andersen et al., 2010; Baer, 1931; Cazander et al., 2009; Díaz-Roa et al., 2016; Fleischmann et al., 2004; Martínez et al., 2016; Mora, 1984; Sherman et al., 2000; Stadler, 2022; Sun et al., 2014, U.S Food & Drug Administration, s.f).



Figura 7. Vista lateral de *Lucilia sericata* (Cutter, s.f).

Lucilia cuprina (Diptera: Calliphoridae): Mosca de distribución cosmopolita, de color verde cuprico (Figura 8). Se encuentra cerca de vegetación, basura o cadáveres. Es causante de miasis secundarias en distintos animales. Además, es un importante agente primario de la miasis del vellón.

Del género *Lucilia*, son la especie más relacionada con *Lucilia sericata*.

Tantawi et al. (2010) utilizaron (accidentalmente) esta especie para tratar úlceras diabéticas en dos pacientes de forma exitosa. Esta especie está incluida en la lista de los Calliphoridae del Uruguay (Martínez et al., 2016; Mora, 1984; Stadler, 2022; Tantawi et al., 2010; Whitworth, 2010).



Figura 8. Vista lateral de *Lucilia cuprina*.

Lucilia eximia (Diptera: Calliphoridae): Mosca de distribución Neártica y Neotropical, de color verde brillante a azulado (Figura 9). Se encuentra cerca de vegetación, basura o cadáveres, donde desarrolla su ciclo. Es causante de miasis secundarias en distintos animales. Existen registros de su uso en terapia larval en animales (Calderón-Arguedas et al., 2014) y humanos (Echeverri et al., 2010) y se están evaluando métodos para obtención de larvas estériles (Moreira et al., 2014). Echeverri et al., 2010 concluyó que esta especie es de hecho más eficiente en el tratamiento de úlceras en comparación con *L. sericata*, dado que requiere menos larvas por úlcera, menor tiempo de aplicación, y tienen una tasa de crecimiento más alta. Esta especie está incluida en la lista de los Calliphoridae del Uruguay (Martínez et al., 2016; Echeverri et al., 2010; Whitworth, 2010).



Figura 9. Vista lateral de *Lucilia eximia* (Whitworth, 2011).

Phormia regina (Diptera: Calliphoridae): Mosca de distribución cosmopolita, de color verde oscura (Figura 10). Se encuentra cerca de vegetación, basura o cadáveres. Es causante de miasis secundarias en diversos animales. Horn et al. (1976) describió el uso de esta especie en un caso de mastoiditis subaguda, el cual tuvo buenos resultados luego de que otras terapias fallaran (Horn et al., 1976; Nuñez-Vázquez et al., 2013; Stadler, 2022).



Figura 10. Vista lateral de *Phormia regina* (Cutter, s.f).

Protophormia terranovae (Diptera: Calliphoridae): Mosca azul oscura, que se distribuye en la región holártica (Figura 11). Saprófaga, se encuentra cerca de vegetación, basura o cadáveres. Ha sido citada como productora de miasis secundarias y primarias en ovinos.

Durán et al. (2019) ensayaron su uso en lesiones artificiales de ovinos, obteniendo resultados favorables (Durán et al., 2019; Mora, 1984; Stadler, 2022).



Figura 11. Vista dorsal de *Protophormia terranovae* (Vikhrev, 2007).

Chrysomya megacephala (Diptera: Calliphoridae): Mosca azul brillante, de aspecto robusto, con distribución cosmopolita (Figura 12). Abunda en entornos urbanos, tiene hábitos saprófagos. Se encuentra cerca de vegetación, basura o cadáveres. Es uno de los dípteros de mayor riesgo en cuanto al transporte mecánico de bacterias entéricas, protozoarios y huevos de helmintos. Puede actuar causando miasis secundarias en heridas de diversos animales.

Pinheiro et al. (2015) utilizaron esta especie para tratar un caso de úlcera diabética en un pie con una infección multirresistente. Los resultados fueron positivos, logrando la eliminación del tejido necrótico y la retracción de la úlcera. Esta especie está incluida en la lista de los Calliphoridae del Uruguay (Castro & García, 2009; Gabre et al., 2005; Martínez et al., 2016; Pinheiro et al., 2015; Stadler, 2022; Wells, 1991).



Figura 12. Vista dorsal de *Chrysomya megacephala* (Natural History Museum, 2013b).

Chrysomya putoria (Diptera: Calliphoridae): Mosca verde metálica, de aspecto robusto, que se distribuye en la región neotropical y afrotropical (Figura 13). Saprófaga, se encuentra cerca de vegetación, basura o cadáveres. Puede actuar causando miasis secundarias en heridas de diversos animales.

Hasta el momento no existen registros sobre su uso en TLI, pero existen varios artículos que ponen a punto el cultivo, la esterilización de los huevos, el efecto en la viabilidad con el uso de ciertos fármacos, etc. Si bien esta especie no está incluida de la lista de los Calliphoridae del Uruguay, fue diagnosticada morfológicamente por Arrighetti et al., (2023), aunque es necesario corroborar dicho hallazgo (Dallavecchia et al., 2014; Dallavecchia et al., 2023; Martínez et al., 2016; Laurence, 1988; Lindsay et al., 2012; Richards et al., 2009; Stadler, 2022).



Figura 13. Vista dorsal de *Chrysomya putoria*. (Natural History Museum, 2013c).

Chrysomya albiceps (Diptera: Calliphoridae): Mosca verde metálica, de aspecto robusto, que se distribuye en la región neotropical y afrotropical (Figura 14). Es una especie necrobiontófoga causante de miasis secundarias. Se alimenta principalmente de cadáveres, y las larvas de 3er estadio presentan comportamientos depredadores sobre las larvas de otros dípteros e incluso pueden llegar al canibalismo. Hasta el momento no existen registros sobre su uso en TL, pero existen varios artículos que ponen a punto por ejemplo, el cultivo y la esterilización de los huevos, siendo una posible candidata. Esta especie está incluida en la lista de los Calliphoridae del Uruguay (Dallavecchia, 2013; Martínez et al., 2016; Mora, 1984).

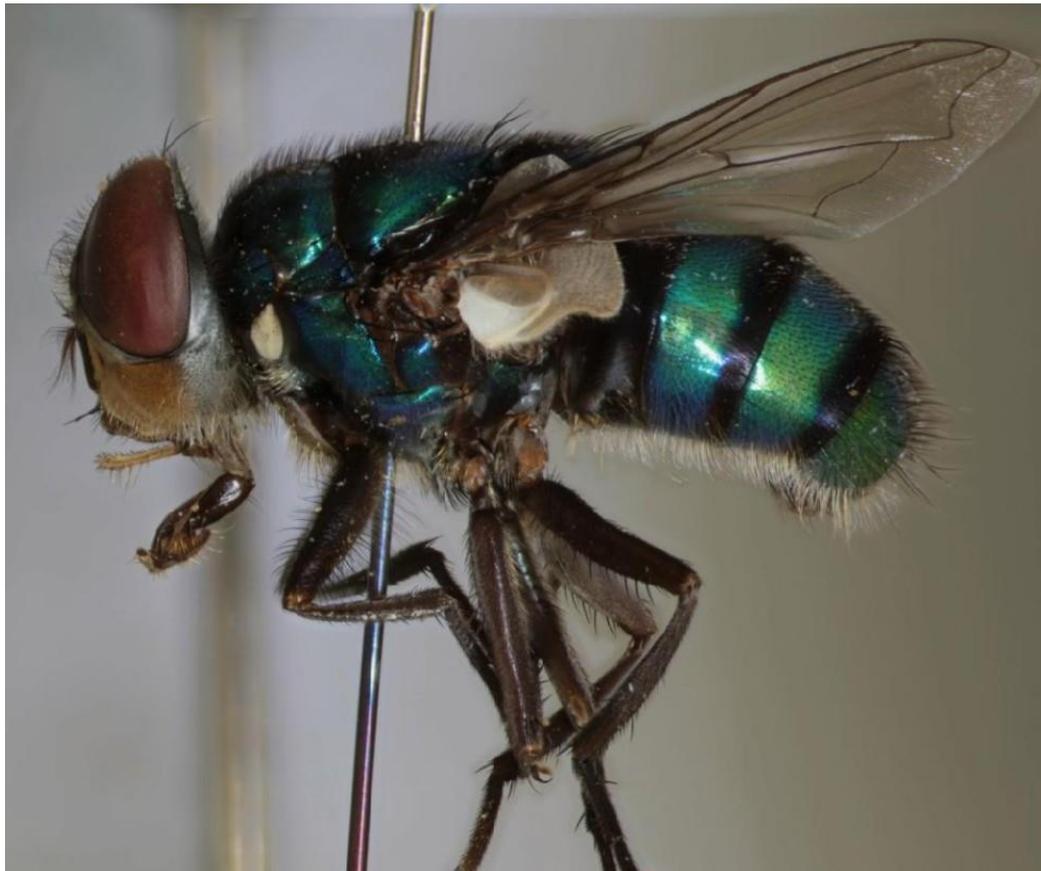


Figura 14. Vista lateral de *Chrysomya albiceps* (Natural History Museum, 2013a).

Cochliomyia macellaria (Diptera: Calliphoridae): Mosca verde metálica, de distribución Neotropical. Habita principalmente zonas urbanizadas, cerca de vegetación, basureros o cadáveres (Figura 15). Es causante de miasis secundarias en diversos animales. Tiene gran importancia en la entomología forense.

Existe evidencia de su uso en dos reportes: Nassau y Thyssen (2015) experimentaron con su uso en ratones, teniendo resultados favorables. A su vez Masiero et al. (2019) utilizaron esta especie para el tratamiento de una herida complicada en un perro, también con buenos resultados. Esta especie está incluida en la lista de los Calliphoridae del Uruguay (García et al., 2017; Martínez et al., 2016; Masiero et al. 2019; Nassau & Thyssen, 2015; Stadler, 2022).



Figura 15. Vista lateral de *Cochliomyia macellaria* (Cutter, s.f).

Sarconesiopsis magellanica (Diptera: Calliphoridae): Mosca verde metálica, de apariencia robusta con distribución Neotropical (Figura 16). Es una especie necrófaga y hemisintropica. Tiene gran importancia en entomología forense.

Existen diversos estudios que postulan un gran efecto antimicrobiano por la excreción de ciertos péptidos antimicrobianos.

Díaz-Roa et al., 2015 hizo un ensayo con esta especie en conejos, comparándola con un grupo tratado con atb y otro tratado con *L. sericata*. Ambos grupos donde se utilizó la terapia larval tuvieron mejores resultados, y no se encontraron diferencias significativas entre especies (Díaz-Roa et al., 2015; Pinilla et al., 2013, Stadler, 2022).



Figura 16. Vista dorsal de *Sarconesiopsis magellanica* (Maureira, s.f).

Wohlfahrtia nuba (Diptera: Sarcophagidae): Mosca grisácea, de aspecto pruinoso, vivípara, con distribución Palearctica y Afrotropical (Figura 17). Se desarrolla en materia orgánica en descomposición y es conocida por provocar miasis secundarias en diversas especies animales.

Grantham-hill (1933) realizó ensayos en pacientes humanos luego de haber atendido algunas miasis accidentales por esta especie que aparentaban tener resultados favorables. La mayoría de estos pacientes tuvieron resultados positivos (Deng et al., 2006; Ge et al., 2018; Grantham-hill, 1933; Stadler, 2022).



Figura 17. Vista lateral de *Wohlfahrtia nuba* (Dawah et al., 2024).

Musca domestica (Diptera: Muscidae): Mosca de color negro, pequeña, eusinantropica endófila, de distribución cosmopolita (Figura 18). Abunda en los centros urbanizados en torno a los desperdicios, cumple su ciclo en la materia orgánica en descomposición. Si bien no es muy común, tiene la posibilidad de provocar miasis en humanos y animales. Un artículo publicado por Li et al. (2009), evidencia su uso en un paciente humano con graves quemaduras en las piernas. La terapia logró un correcto desbridamiento y recuperación de las heridas (Davis & Burgess, 1991; Khamesipour et al., 2018; Sehgal et al., 2002; Stadler, 2022).



Figura 18. Vista lateral de *Musca domestica* (Natural History Museum, 2015).

4. METODOLOGÍAS PARA LA OBTENCIÓN DE LARVAS ESTÉRILES

Dado que en ciertas regiones del mundo la obtención de larvas para su aplicación en TL a través de laboratorios distribuidores es limitada, y considerando que la introducción de material biológico a un país implica fuertes regulaciones, en la mayoría de los países/regiones donde se desee aplicar esta terapia, será necesario en primera instancia, establecer una colonia de moscas para la producción de larvas estériles. Es por ello que en este trabajo nos propusimos profundizar también en este aspecto, cubriendo los distintos puntos de la cría desde la captura hasta la obtención de larvas (Figura 19).

Flujograma para la obtención de larvas estériles

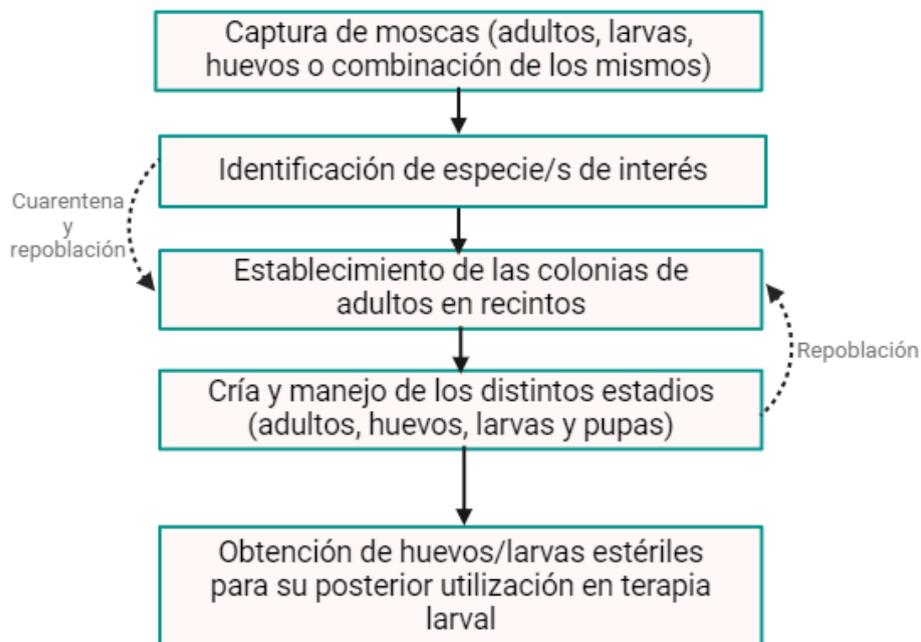


Figura 19. Flujograma para la obtención de larvas estériles. Creado con BioRender.com

4.1. Métodos de captura de moscas

Para la captura de ejemplares se puede recurrir a varias técnicas: atraer a las moscas hembra a poner huevos sobre tejido animal en descomposición u otros tipos de cebo, recolectar las larvas manualmente de cadáveres y restos de animales en entornos naturales o realizar la colecta de adultos. Todo esto, con el objetivo de establecer una colonia de moscas (El-Moaty & Kheirallah, 2013; Gallagher et al., 2010; Grassberger & Reiter, 2001; Stadler, 2022; Warren & Anderson, 2013).

En el caso de las moscas adultas, pueden ser atrapadas con distintos tipos de trampas, aunque todas estas tienen en común el uso de algún atrayente o cebo. Los tipos más comunes de cebo incluyen carne de ovinos, cerdos o bovinos, aunque existe una amplia variedad de carnes y vísceras de distintos animales que pueden

ser utilizadas (Anderson, 2000; Klong-Klaew et al., 2014; Lindsay et al., 2012; Stadler, 2022; Warren & Anderson, 2013). Particularmente, en un trabajo realizado en el marco de un proyecto de investigación CIDEA por Arrighetti et al. (2023), se utilizó hígado ovino y pescado en trozos, obteniéndose resultados satisfactorios en cuanto a la captura de ejemplares.

Si se utiliza carne fresca, es recomendable dejarla 3 días aproximadamente (dependiendo de la temperatura) en el exterior para que comience a descomponerse, momento en el que las distintas sustancias volátiles del proceso atraerán a un gran número de moscas. En el caso de que la carne que se use no sea carne picada, puede ser recomendable cortar la carne en trozos más pequeños; puede ser aún más atractiva cuando se la mezcla con sulfuro de sodio (Na_2S). Cabe destacar que el potencial atractivo del cebo también aumenta una vez que comienzan a llegar las moscas adultas y a desarrollarse las larvas, liberando semioquímicos atrayentes para otras moscas durante el proceso de alimentación.

Mezclar ocasionalmente el cebo puede ayudar aún más a liberar compuestos orgánicos volátiles. Es importante destacar que la presencia y distribución de los califóridos necrófagos varía considerablemente según la estación y el hábitat; mientras que algunas especies son tolerantes al frío y permanecen activas en invierno en bajo número, la mayoría solo están activos en los meses más cálidos (Brodie et al., 2015; Harvey et al., 2019; Hwang & Turner, 2005; Stadler, 2022; Zabala & Saloña-Bordas, 2014).

El comportamiento propio de las moscas adultas puede ser utilizado para atraparlas de manera eficiente y sin dañarlas. Las trampas cónicas, por ejemplo, aprovechan que las moscas, al volar, suelen dirigirse hacia arriba (geotropismo negativo) y/o hacia la luz (fototropismo positivo), este comportamiento es aprovechado para que, las moscas que hayan ingresado en la trampa se dirijan hacia un compartimento de retención, que impide que escapen. Estas trampas son fáciles de construir aunque también se pueden encontrar variedades comerciales; cabe aclarar que estas últimas no suelen estar pensadas para coleccionar los ejemplares, por lo que puede ser difícil acceder a los mismos y suelen requerir modificaciones (Hall, 1995; Lindsay et al., 2012; Stadler, 2022).

Una vez recolectados los adultos, para su reconocimiento (sin provocarles la muerte o dañarlos) se puede recurrir al uso de acetona o frío para inactivarlos parcial y temporalmente (Dallavecchia et al., 2014; Moreira et al., 2014).

En el texto de Stadler, (2022) se toman de ejemplo dos tipos de trampas. La primera (Figura 20) consta de un cilindro de tela tipo malla, con un cono en su interior. La misma es colgada y se le agrega un recipiente en el fondo con el cebo. Las moscas al subir ingresan en el cono quedando atrapadas en el interior de la trampa.

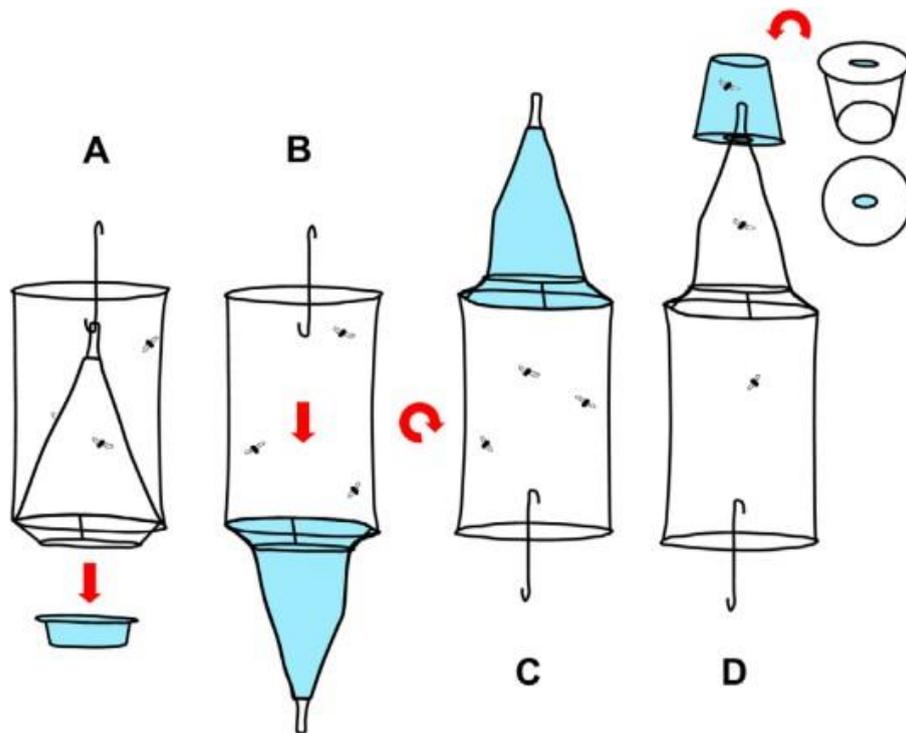


Figura 20. Trampa de malla. Nota: La imagen muestra el modelo de trampa y los pasos para retirar la colecta (Stadler , 2022).

En el segundo caso (Figura 21), se utiliza una botella a la cual se le recorta el pico y se lo coloca formando un cono invertido con el cebo dentro. La misma se instala sobre una bandeja con agua para evitar que sea invadida por hormigas u otros insectos, pues se coloca a nivel del suelo.

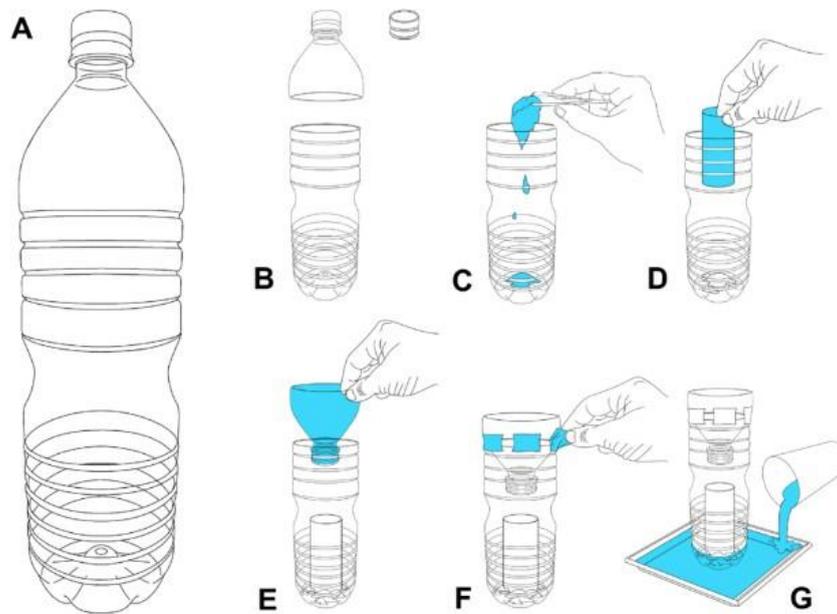


Figura 21. Trampa de botella. Nota: Se muestran los pasos para ensamblar la trampa (Stadler, 2022).

Además, Arrighetti et al., (2023) utilizaron los modelos propuestos por Hwang y Turner, (2005) (Figura 22) y por Figueroa et al., (2007) (Figura 23). Las mismas fueron construidas realizando algunas modificaciones. En dicho trabajo se evidenció mayor eficacia en la colecta de moscas para la trampa de Hwang y Turner, aunque las diferencias pueden estar dadas por las modificaciones que se le realizaron al modelo propuesto por Figueroa.

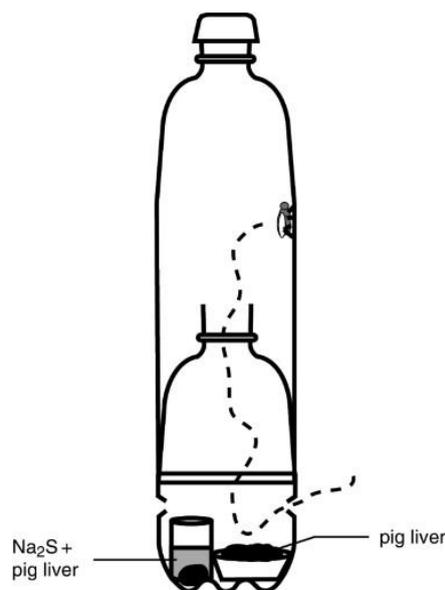


Figura 22. Trampa de botella colgante (Hwang & Turner, 2005).

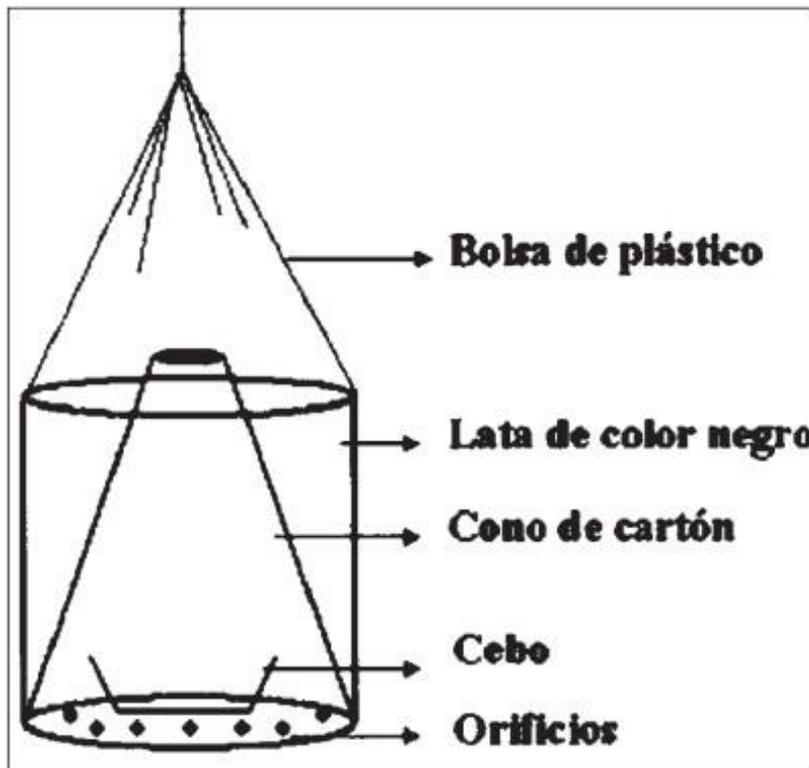


Figura 23. Trampa de lata (Figueroa et al., 2007).

Por otra parte, se pueden recolectar huevos colocando cebo durante el día en un recipiente oscuro que imita un cadáver, facilitando el acceso de las moscas, pero protegiéndolo de animales y hormigas mediante una malla metálica y una bandeja con agua por debajo. Se utiliza una cubierta oscura para dar sombra y simular un cadáver, a la vez que se lo protege contra la lluvia. Los huevos se recolectan por la tarde para evitar la desecación o eclosión nocturna. La identificación de especies a través de los huevos es desafiante, por lo tanto, se crían en contenedores individuales con dieta para larvas hasta que alcanzan la adultez, momento en el que se identifican y se colocan en jaulas comunitarias con moscas de la misma especie. Otra opción viable es capturar una combinación de lo ya mencionado: adultos, huevos y larvas. Se coloca el cebo y este es revisado periódicamente. Los adultos se capturan con una red entomológica y se examinan los cadáveres en busca de huevos y larvas. Los últimos se almacenan en contenedores como tubos u otro tipo de recipiente. Es recomendable usar contenedores con tapas perforadas para asegurar la correcta ventilación de los ejemplares (Stadler, 2022). A efectos de este trabajo, sólo se describirán los métodos de reconocimiento de adultos, por el hecho de que es el más práctico y mayormente reproducido por los distintos autores a la hora de establecer una colonia de moscas.

4.2. Métodos de reconocimiento de adultos para especies de importancia

La correcta identificación de las distintas especies de interés es un paso fundamental para el establecimiento de una colonia de moscas, debido a que las condiciones de cría pueden variar entre una y otra, y además, podríamos estar trabajando con una especie no deseada o sin evidencia científica.

En principio, debemos plantearnos la identificación de familia; teniendo en cuenta que la familia Calliphoridae es la de mayor importancia, es interesante poder diferenciarla de las demás.

La mayoría de las especies de moscas de dicha familia son robustas, de un tamaño entre 4 a 16 mm, sus cuerpos presentan colores metálicos que pueden ir desde azules, verdes, o en algunos casos negros/grisaseos, ya sea parcialmente o en su totalidad. Los machos son generalmente sub-holópticos mientras que las hembras son dicópticas. Las vibrisas son robustas y la gena está densamente cubierta por setas. La antena presenta la arista larga y plumosa al menos en los dos tercios basales. El tórax cuenta con dos setas notopleurales; generalmente se presentan dos o tres setas dorsocentrales anteriores y posteriores. El subescutelo está débilmente desarrollado o ausente. La vena M del ala presenta un ángulo agudo o recto en su curvatura; la celda r4+5 está casi siempre abierta en el margen del ala (Scudder & Cannings, 2006)

Para el diagnóstico de especie nos basaremos principalmente en algunas claves compiladas por De Carvalho y Ribeiro (2000), y profundizaremos el diagnóstico para *Lucilia sericata* y *Lucilia cuprina* con las claves compiladas por Williams y Villet (2014). Únicamente nos centraremos en el diagnóstico de: *Chrysomya albiceps*, *Chrysomya megacephala*, *Chrysomya putoria*, *Cochliomyia macellaria*, *Calliphora vicina*, *Lucilia sericata*, *Lucilia cuprina* y *Lucilia eximia* dado que éstas especies, no sólo son candidatas para la terapia larval (Dallavecchia et al., 2023; Sherman et al., 2000; Stadler, 2022), sino que además se encuentran en nuestro país (Arrighetti et al., 2023; Martínez et al., 2016).

Basados en De Carvalho y Ribeiro (2000), se pueden utilizar las siguientes claves de identificación morfológica:

Chrysomya albiceps:

- Base del radio, en la cara dorsal, pilosa; ampolla mayor reniforme (Figura 24C)
- Base del radio (Figura 24E), en la cara ventral, desnuda; arista, en la extremidad distal, plumosa (Figura 24B); tórax metálico ... (Chrysomyinae)
- Mesonoto sin bandas longitudinales dispares (Figura 24D)
- Tergitos abdominales, en el margen posterior, con bandas negras transversales; ala hialina.
- Espiráculo torácico anterior y calíptero inferior blancos; antenas y gena negras ventralmente o totalmente; ojos con facetas iguales.
- Setas estigmáticas ausentes; 4-6 setas proepisternales ... *Chrysomya albiceps*.

Chrysomya putoria:

- Base del radio, en la cara dorsal, pilosa; ampolla mayor reniforme (Figura 24C)
- Base del radio (Figura 24E), en la cara ventral, desnuda; arista, en la extremidad distal, plumosa (Figura 24B); tórax metálico ... (Chrysomyinae)
- Mesonoto sin bandas longitudinales distintas (Figura 24D)
- Tergitos abdominales, en el margen posterior, con bandas negras transversales; ala hialina.
- Espiráculo torácico anterior y calíptero inferior blancos; antenas y gena negras ventralmente o totalmente; ojos con facetas iguales.
- Una cerda estigmática robusta (Figura 24C); 1-2 cerdas proepisternales (Figura 24C) ... *Chrysomya putoria*.

Chrysomya megacephala:

- Base del radio, en la cara dorsal, pilosa; ampolla mayor reniforme (Figura 24C)
- Base del radio (Figura 24E), en la cara ventral, desnuda; arista, en la extremidad distal, plumosa (Figura 24B); tórax metálico ... (Chrysomyinae)
- Mesonoto sin bandas longitudinales distintas (Figura 24D)
- Tergitos abdominales, en el margen posterior, con bandas negras transversales; ala hialina.
- Espiráculo torácico anterior (Figura 24C) y calíptero inferior marrón oscuro; antena (Figura 24B) y gena rojizas; machos con ojos que presentan un área definida superior con grandes facetas e inferior con pequeñas facetas ... *Chrysomya megacephala*.

Cochliomyia macellaria:

- Base del radio, en la cara dorsal, pilosa; ampolla mayor reniforme (Figura 24C)
- Base del radio (Figura 24E), en la cara ventral, desnuda; arista, en la extremidad distal, plumosa (Figura 24B); tórax metálico ... (Chrysomyinae)
- Mesonoto con tres bandas longitudinales nítidas (Figura 24D)
- Palpos normales, clavados
- Parafacialia (Figura 24A) con pelos claros, externamente a la hilera frontal de setas; macho con basicosta (Figura 24E) y patas amarillas o marrón-anaranjadas; hembra con una o dos cerdas fronto-orbitales proclinadas (Figura 24A); polinosidad abdominal conspicua ... *Cochliomyia macellaria*.

Calliphora vicina:

- Base del radio, en la cara dorsal, desnuda; ampolla mayor ovalada (Calliphorinae)
- Parafacialia pilosa; calíptero inferior pilosa en la parte superior
- Gena rojiza (Figura 24B); basicosta amarillenta; espiráculo anterior amarillo (Figura 24C); abdomen con polinosidad conspicua ... *Calliphora vicina*.

Lucilia eximia:

- Base del radio, en la cara dorsal, desnuda; ampolla mayor ovalada (Calliphorinae)
- Parafacialia desnuda (Figura 24A); calíptero inferior (Figura 24E) desnuda en la parte superior.
- Con dos cerdas acrosticales post-suturales
- Tórax verde o azul metálico brillante; calíptero inferior y superior blanquecinas (Figura 24E); macho con cercos, en vista posterior con el borde esternal curvado ... *Lucilia eximia*.

Lucilia sericata:

-Base del radio, en la cara dorsal, desnuda; ampolla mayor ovalada (Calliphorinae)
-Parafacialia desnuda (Figura 24A); calíptero inferior (Figura 24E) desnuda en la parte superior.

-Con tres cerdas acrosticales post-suturales (Figura 24D)

-Abdomen variando de verde brillante a cobre; macho usualmente con un par de cerdas ocelares (Figura 24A); parte posterior del callo humeral (Figura 24C) con 6-8 cerdas; brazos del quinto esternito más cortos que el cuarto tergito ... *Lucilia sericata*.

Lucilia cuprina:

-Base del radio, en la cara dorsal, desnuda; ampolla mayor ovalada (Calliphorinae)
-Parafacialia desnuda (Figura 24A); calíptero inferior (Figura 24E) desnuda en la parte superior.

-Con tres cerdas acrosticales post-suturales (Figura 24D)

-Abdomen generalmente con coloración fuertemente cobriza; macho usualmente con dos pares de cerdas ocelares; parte posterior del callo humeral con 2 - 4 cerdas; brazos del quinto esternito tan largos como el cuarto tergito ... *Lucilia cuprina*.

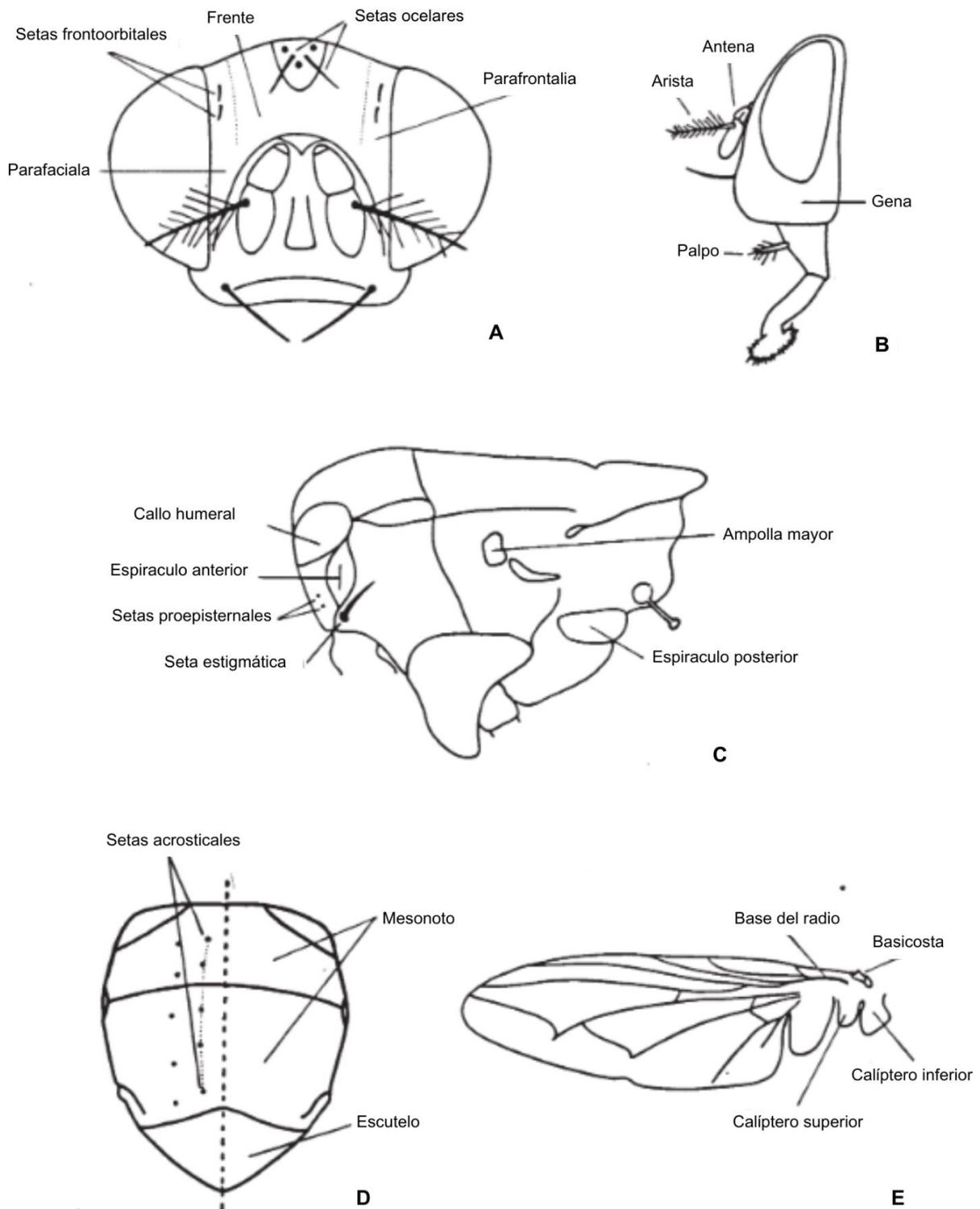


Figura 24. Morfología de las principales claves de identificación. Nota: A: Cabeza frontal; B: Cabeza lateral; C: Tórax lateral; D: Tórax dorsal; E: Ala (De Carvalho & Ribeiro, 2000).

Para la identificación de *Lucilia sericata* y *Lucilia cuprina*, debido a que el diagnóstico de especie es bastante más desafiante, se puede recurrir también a las claves morfológicas compiladas por Williams y Villet (2014), particularmente, seleccionamos aquellas más confiables, y con la cuales tenemos experiencia trabajando (Tabla I).

Característica	<i>Lucilia sericata</i>	<i>Lucilia cuprina</i>
Número de sétulas paraverticales	2+2, hasta 8+8 (no siempre iguales) (Figura 25A)	1+1 (Figura 25B)
Ancho de la frente	Doble que la placa fronto orbital (Figura 26A)	Mismo ancho que la placa fronto orbital (Figura 26B)
Número de pelos en la porción posterior del callo humeral detrás de las setas basales	6-8 (Figura 27A)	0-4 (Figura 27B)
Número de sétulas en el cuadrante formado entre las setas discales y el margen anterior del escutelo	35–55 (Figura 28A)	15–25 (Figura 28B)
Color de la membrana frontoclipeal	Marrón claro (Figura 29A)	De marrón oscuro a negro (Figura 29B)
Distancia entre la seta vertical interna y la externa en hembras	Relación de 0,5 a 0,7 con la distancia entre la seta prevertical (sprv) y la seta vertical interna (svi) (Figura 25A)	Igual a la distancia entre la seta prevertical (sprv) y la seta vertical interna (svi) (Figura 25B)
Ángulo formado entre la seta vertical interna, externa y la seta prevertical en hembras	Obtuso (Figura 25A)	Recto (Figura 25B)

Tabla I. Principales características morfológicas para el reconocimiento de *Lucilia sericata* y *Lucilia cuprina*. Adaptado de Williams & Villet (2014).

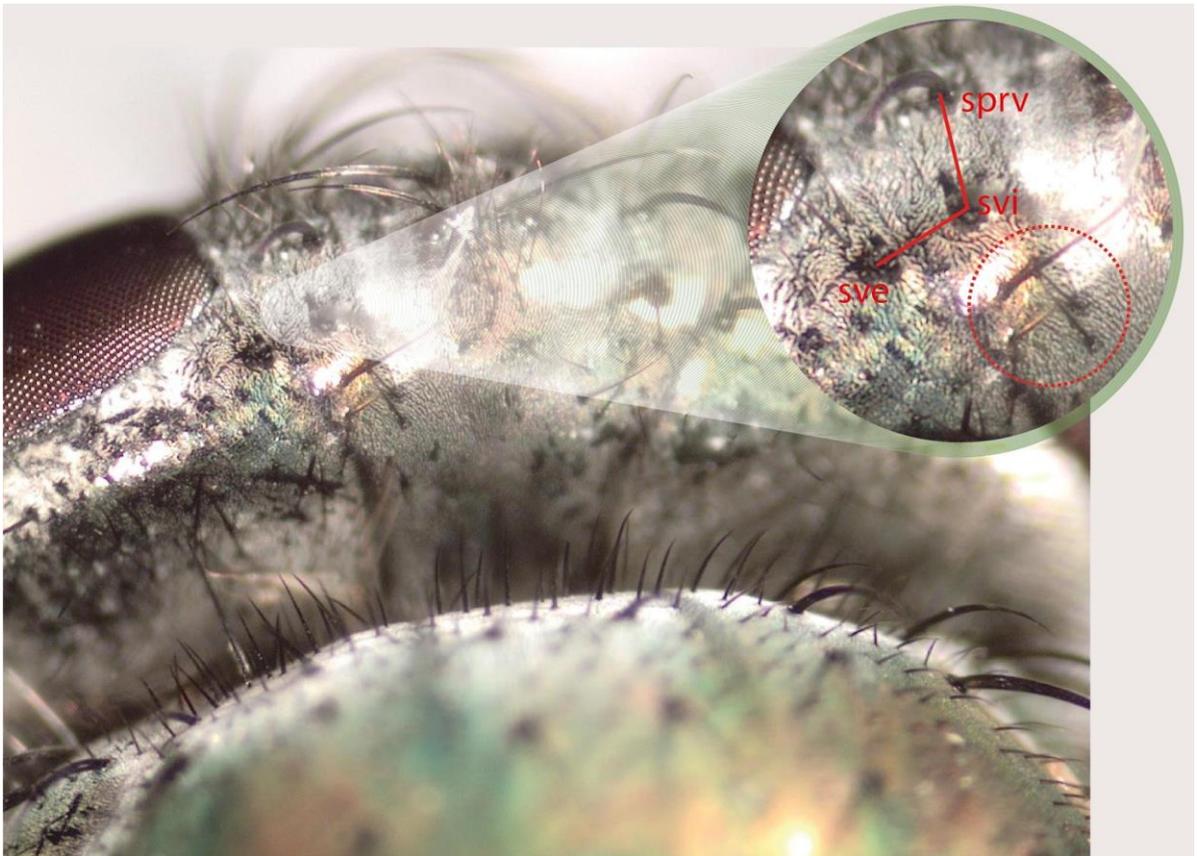


Figura 25A. Región occipital de *Lucilia sericata*. Nota: El zoom muestra, delimitado con un círculo rojo el número de setulas paraverticales y las líneas rojas la relación y el ángulo entre sprv (seta prevertical), svi (seta vertical interna), sve (seta vertical externa).

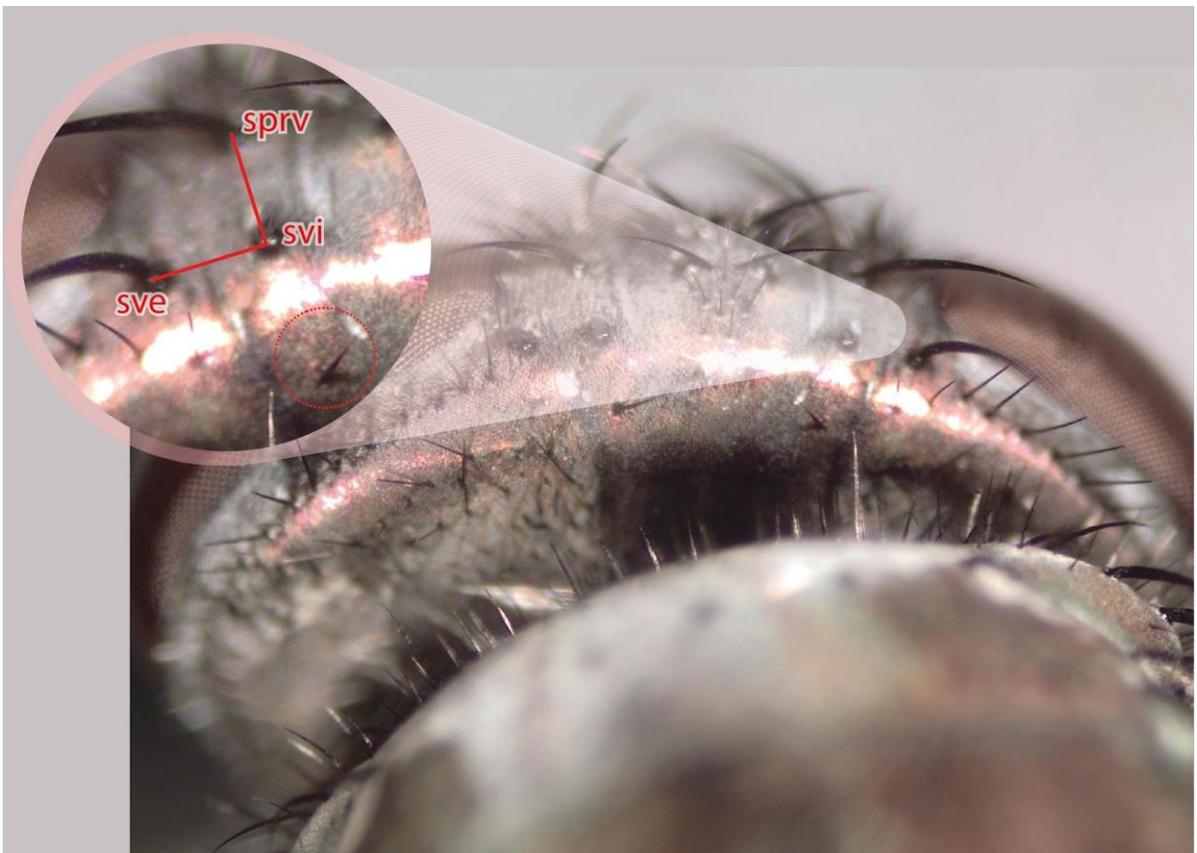


Figura 25B. Región occipital de *Lucilia cuprina*. Nota: El zoom muestra, delimitado con un círculo rojo el número de setulas paraverticales y las líneas rojas la relación y el ángulo entre sprv (seta prevertical), svi (seta vertical interna), sve (seta vertical externa).

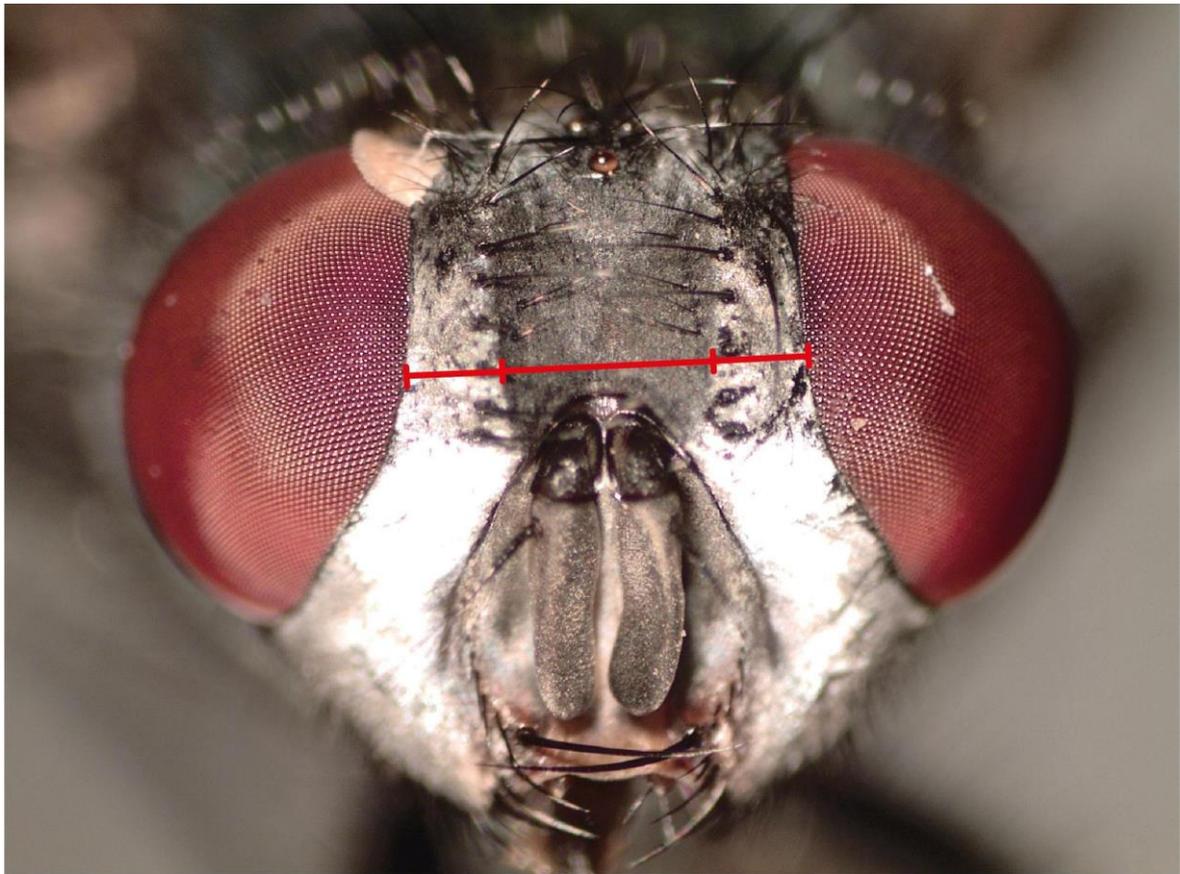


Figura 26A. Frente de *Lucilia sericata*. Nota: La figura señala con rojo la relación entre la frente y la placa fronto-orbital.

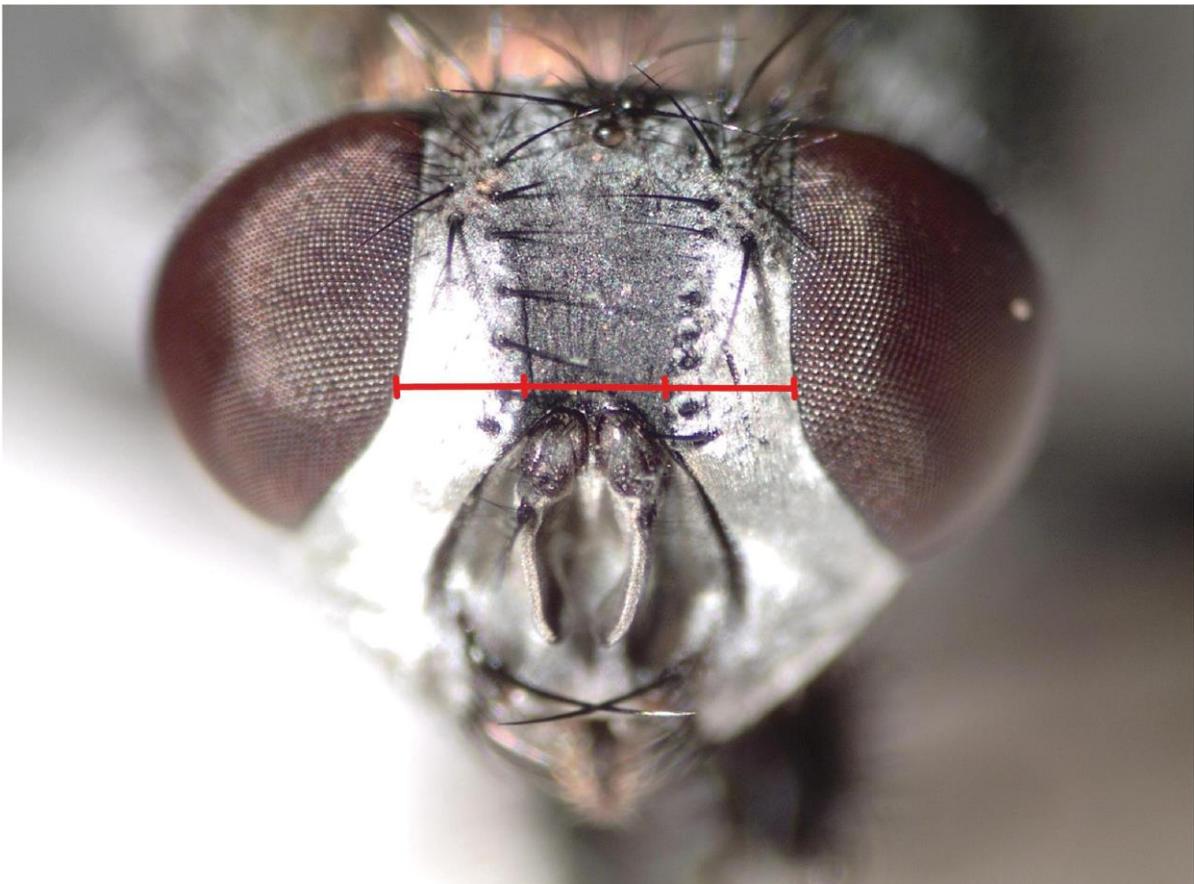


Figura 26B. Frente de *Lucilia cuprina*. Nota: La figura señala con rojo la relación entre la frente y la placa fronto-orbital.

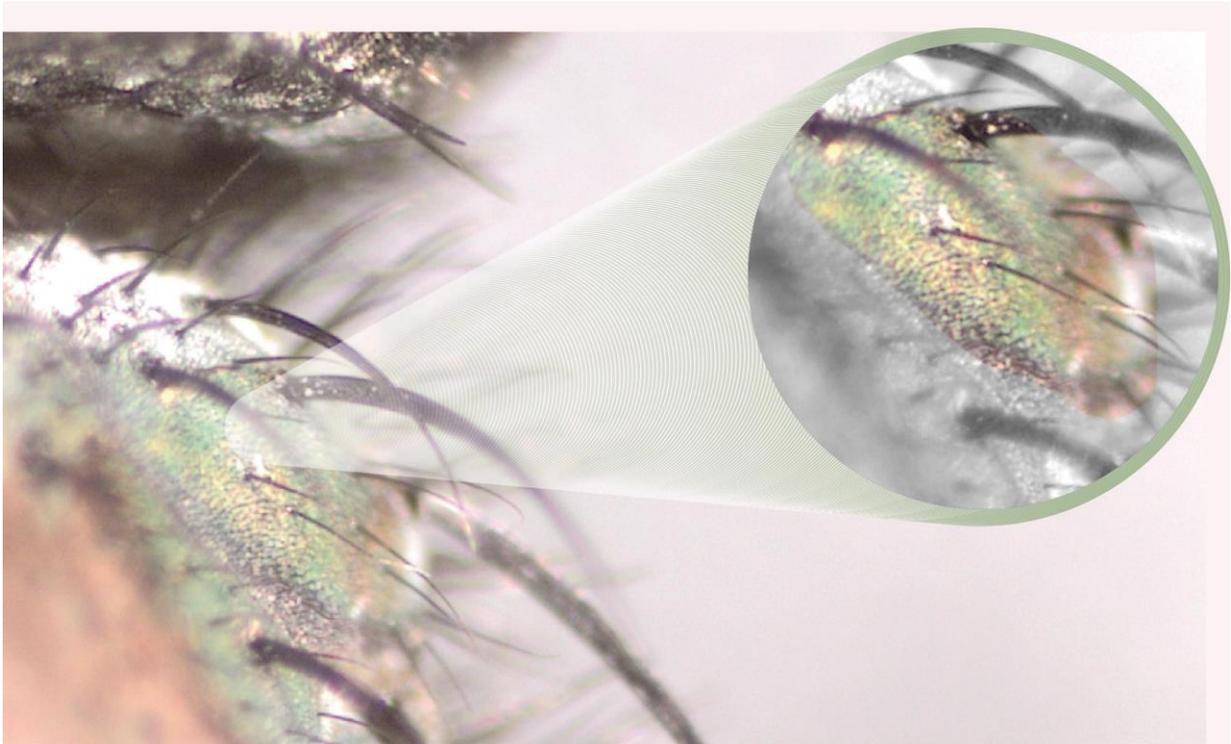


Figura 27A. Callo humeral de *Lucilia sericata*. Nota: El zoom delimita, con color, la región del callo humeral, detrás de las setas basales.

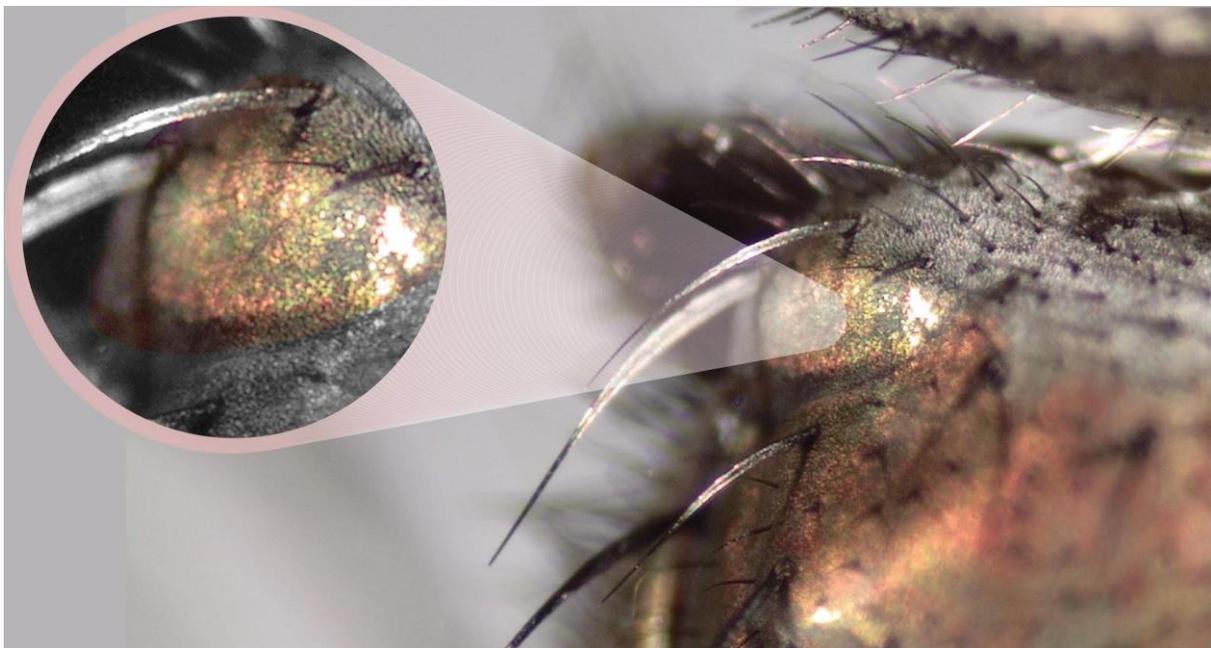


Figura 27B. Callo humeral de *Lucilia cuprina*. Nota: El zoom delimita, con color, la región del callo humeral, detrás de las setas basales.

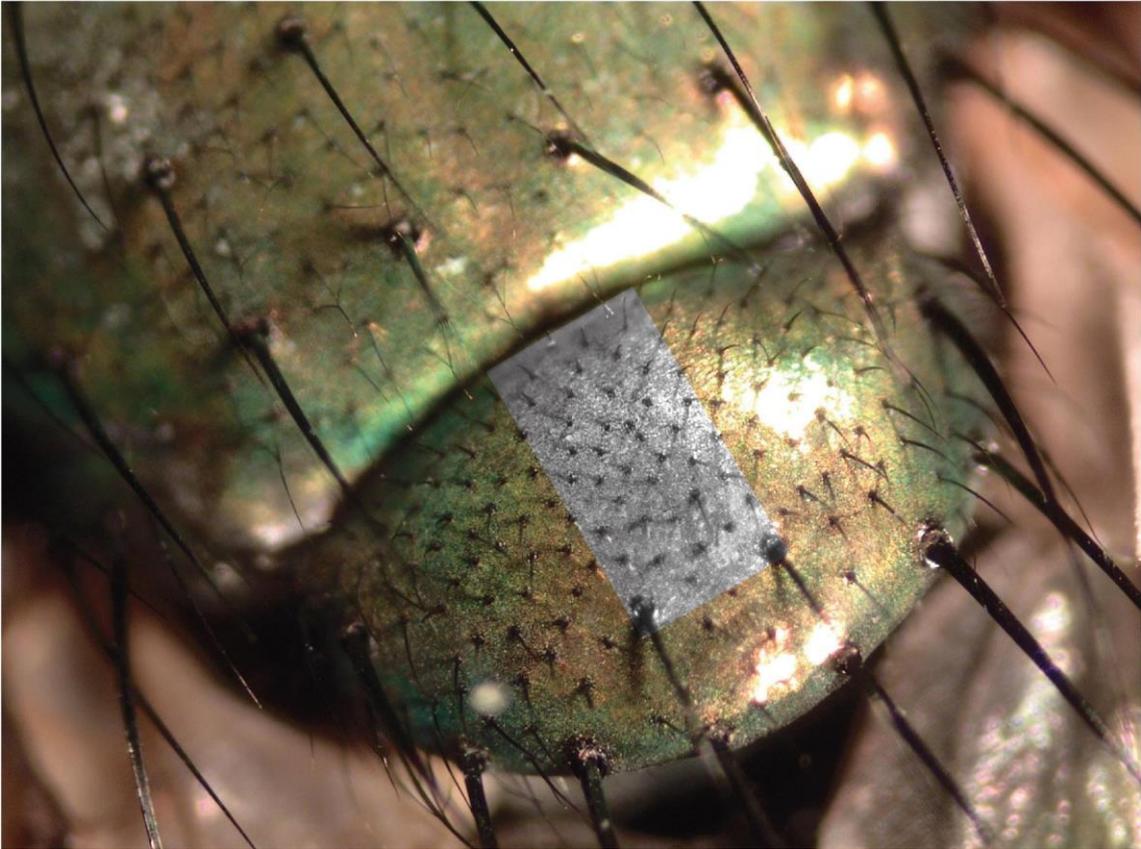


Figura 28A. Scutellum de *Lucilia sericata*. Nota: El cuadrante en blanco y negro delimita las setulas que se encuentran entre el margen anterior del scutellum y las setas discales.

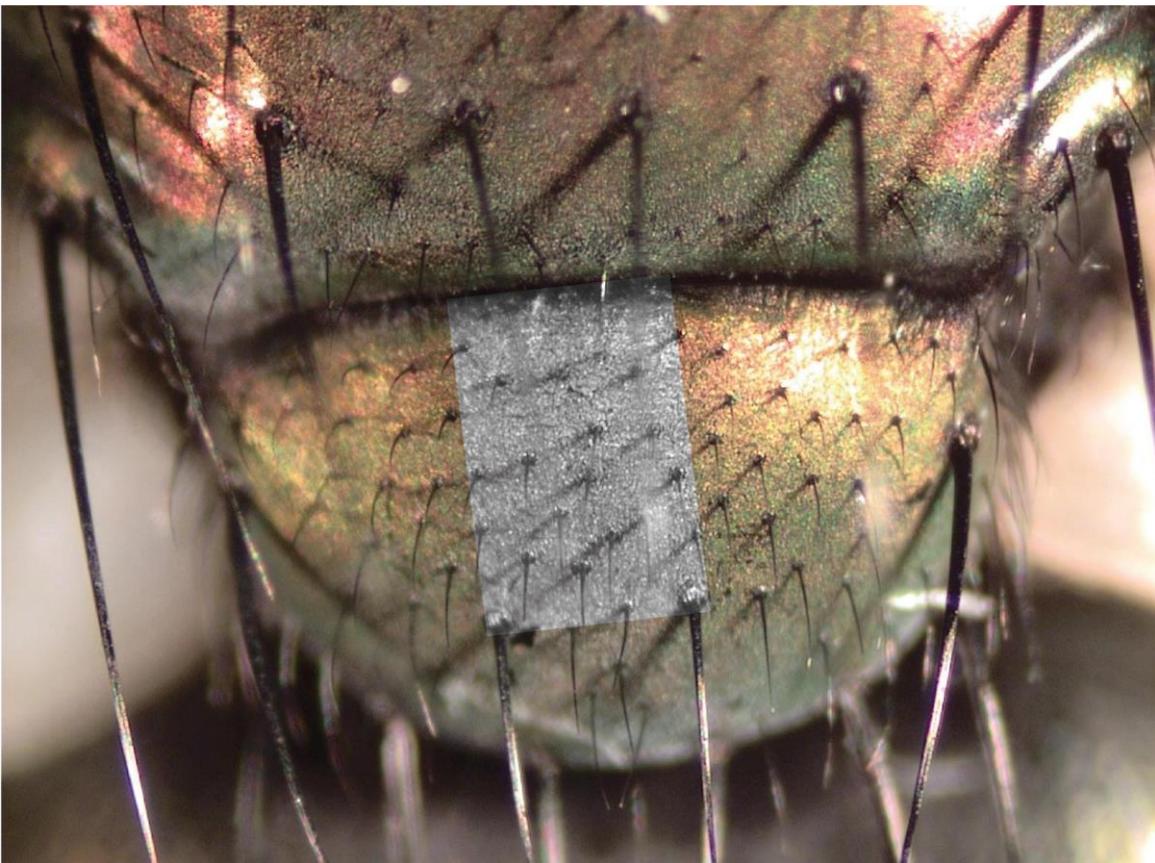


Figura 28B. Scutellum de *Lucilia cuprina*. Nota: El cuadrante en blanco y negro delimita las setulas que se encuentran entre el margen anterior del scutellum y las setas discales.



Figura 29A. Clípeo de *Lucilia sericata*. Nota: Se observa el color de la membrana frontoclipeal.



Figura 29B. Clípeo de *Lucilia cuprina*. Nota: Se observa el color de la membrana frontoclipeal.

4.3. Métodos de cultivo para moscas

En la gestión de un laboratorio destinado a la producción de larvas de uso medicinal se llevan a cabo una serie de actividades esenciales. Estas abarcan desde la crianza y mantenimiento de las colonias, pasando por la desinfección y cría de larvas a partir de los huevos, hasta el empaquetado de las larvas y los envíos a los respectivos clientes. Además, se realizan actividades de control de calidad, se gestiona el inventario y se desarrollan tareas de oficina. Cada una de estas tareas demanda un espacio propio, así como equipo y suministros específicos para llevarse a cabo de manera eficiente (Stadler, 2022).

Como el objetivo de esta tesis es describir los procesos relacionados a la terapia, no se ahondará en las actividades relacionadas a la administración y gestión de una empresa distribuidora de larvas, ni tampoco se profundiza en las cuestiones edilicias. Más bien nos centraremos en cómo es el proceso de crianza de las moscas, como se obtienen los huevos, como se los esteriliza, etc.

Cría de adultos

Para la cría de moscas adultas, el insectario se diseña según las necesidades ambientales de la especie a mantener. Existen distintos tipos de jaulas para la cría de adultos, desde modelos comerciales hasta diseños caseros. Si bien las moscas en estado natural se encuentran en bajas densidades de población, a efectos prácticos, esto es ineficiente para un sistema de cría; jaulas grandes implican más superficie para limpiar, además de permitir mayor desplazamiento de los individuos, aumentando el consumo de energía, la cual es importante para la reproducción. Por otro lado, estudios de laboratorio muestran que la competencia entre adultos de *L. sericata* es baja, en cambio una alta densidad de larvas tiene un impacto perjudicial en la longevidad de los adultos y la performance reproductiva. Teniendo presente estos conceptos, lo recomendado es una densidad de población de una mosca por aproximadamente 100 a 150 cm³ de espacio de jaula (Moe et al., 2002; Sherman & Wyle, 1996; Stadler, 2022).

Se pueden hacer, por ejemplo, jaulas con un armazón fino de madera o de alambre de 50x50x50 cm, recubiertas por una malla fina tipo mosquitero, que permita la ventilación y evite la condensación. En uno de los lados es necesario colocar una manga de material elástico, que permite trabajar con comodidad en el interior de la jaula. Este modelo tiene una capacidad de entre 500 a 1000 moscas. También es posible hacer las jaulas con recipientes plásticos, a los que se les reemplaza la tapa con una media elástica de nylon, donde la pierna auspicia de manga. Esta última opción tiene la desventaja de que puede acumular condensación en las paredes, esto hace que las moscas no puedan posarse por falta de agarre y caigan, generando estrés y posibles lesiones, provocando un declive en su población. Referido a las condiciones ambientales, *L. sericata* y *L. cuprina* muestran una gran adaptabilidad en condiciones de laboratorio. Aunque esto es una ventaja, para obtener los niveles óptimos de productividad es necesario mantener condiciones ideales. Una humedad relativa del 50 al 60%, con una temperatura entre 25°C y 27°C y entre 12-16 hs de luz aseguran una producción constante de huevos y evitan que las moscas entren en diapausa reproductiva. En cuanto a la iluminación, si bien las luces fluorescentes o incandescentes cumplen con su cometido, idealmente la luz debe parecerse lo más posible a la luz natural, particularmente en la cantidad de

radiación UV (Barnes & Gennard, 2013; Clark et al., 2006; Daniels et al., 1991; El-Moaty & Kheirallah, 2013; Figueroa et al., 2007; Gallagher et al., 2010; Gasz & Harvey, 2017; Moe et al., 2002; Rosati et al., 2015; Stadler, 2022; Tachibana & Numata, 2001; Zhang et al., 2009).

Para la dieta, es necesario que esta tenga una fuente de carbohidratos, lípidos y proteínas. Estas últimas son fundamentales para la maduración de los ovarios de las hembras y la producción de huevos viables. Se sabe que las hembras de *L. cuprina*, necesitan consumir al menos 3,6 mg de exudado hepático para completar un ciclo ovárico y probablemente, *L. sericata* –por su estrecha relación– tengan necesidades similares. Existen muchas formas de ofrecer estos macronutrientes, las dietas más comunes incluyen azúcar de mesa o miel y leche en polvo para el aporte proteico. También se puede incluir proteínas de suero o levadura de cerveza. Otra forma de incluir proteína en la dieta es mediante la inclusión de hígado cortado en trozos mezclado 1:1 con salvado de trigo y agua. El inconveniente de incluir proteínas de forma continua es que las hembras pueden comenzar a oviponer sobre el alimento. Esto se puede evitar ofreciéndolos cuando se planifica la recolección de huevos.

También es importante que las moscas tengan acceso constante a una fuente de agua, para evitar el ahogamiento debe suministrarse en pequeños recipientes de plástico (70–200 mL) provistos de mechas absorbentes que permanezcan húmedas o invertidos sobre papel absorbente. Las estaciones de comida deben lavarse y desinfectarse cada 2 o 3 días idealmente para evitar el sobrecrecimiento bacteriano (Linhares & Avancini, 1989; Muntzer et al., 2015; Stadler, 2022; Wall et al., 1992; Wall et al., 2002; Wardhaugh et al., 2008; Zhang et al., 2009).

En relación a la puesta de huevos en el laboratorio, para estimularla se debe colocar un recipiente en el interior de la jaula de adultos que simule un cadáver, cubriendo cebo (hígado) con un recipiente oscuro perforado, con los orificios lo suficientemente grandes para que pasen las moscas. La llegada de las hembras al cebo estimula a que las demás se acerquen a oviponer. La recolección de huevos debe realizarse durante el día, preferiblemente temprano en la mañana ya que las mismas tienen hábitos diurnos. Se recomienda recolectarlos cada tres días o dos veces por semana. La incubación de huevos requiere un ambiente húmedo, con una humedad relativa superior al 80%. Las temperaturas bajas se pueden utilizar para almacenar huevos durante dos o tres días, pero pueden provocar una mortalidad de hasta el 50%. Investigaciones revelan una variabilidad considerable en la producción de huevos entre especies y cepas, con cifras que van desde 500 hasta más de 2000 huevos por hembra durante su vida en *L. sericata* y *L. cuprina*. La puesta de huevos ocurre en lotes que varían entre 6 y 13 por hembra, con alrededor de 200 huevos por lote. En el laboratorio, las hembras de *L. sericata* pueden producir su primera puesta de huevos alrededor de cuatro a cinco días después de la emergencia del adulto, seguido de intervalos de dos a tres días, aunque pueden haber retrasos dependiendo de la cepa y las condiciones del laboratorio. Es crucial proporcionar, como se venía mencionando, una dieta rica en proteínas a las moscas adultas tan pronto como emergen para garantizar una producción óptima de huevos, que generalmente comienza aproximadamente dos semanas después de la emergencia (Hayes et al., 1999; Mackerras, 1933; Stadler, 2022; Vogt & Woodburn, 1980; Wall, 1993; Zhang et al., 2008).

Cría de larvas

En lo que respecta a la cría de larvas, es necesario una adecuada configuración del sistema de cría que garantice un rápido desarrollo y correcta alimentación. El periodo de alimentación usualmente dura entre 2 a 5 días, luego de este las larvas entran en una etapa de post alimentación donde se alejan del alimento y se entierran en el sustrato para la pupación (formación de la pupa). Se ha demostrado que alojar las larvas en un sistema de contenedores dobles es el método más efectivo de crianza. Este sistema consiste en un contenedor más pequeño y abierto dentro de otro contenedor más grande que está cubierto con malla de tejido fino. El contenedor más pequeño contiene la dieta, mientras que el contenedor más grande alberga un medio para la formación de la pupa, este sustrato suele ser salvado de trigo, aserrín, arena o vermiculita. La arena es de los sustratos más convenientes debido a que facilita la separación y recolección de las pupas mediante un tamiz. Además, la arena puede ser lavada, secada y esterilizada periódicamente, aunque a veces es más práctico desecharla después de varios ciclos de cría. Una alternativa limpia y poco polvorienta es la arena para gatos hecha de papel reciclado extruido, que ha demostrado ser altamente absorbente, manteniendo un ambiente de pupación seco y facilitando la separación de las pupas del sustrato. Hay que tener en cuenta que, para el uso de aserrín o vermiculita, se deben emplear métodos de protección personal y de ventilación ya que son irritantes para las vías respiratorias.

Durante el proceso de cría, las larvas se alimentan hasta su completa madurez o hasta que los alimentos se agotan. Es importante destacar que las larvas poseen una alimentación competitiva, lo que puede llevar a una disputa intensa por los recursos alimenticios, por tanto es crucial evitar la subalimentación. La privación de alimentos puede inducir la etapa de post alimentación de forma prematura, lo que lleva a la producción de adultos más pequeños con una menor capacidad reproductiva.

Es fundamental establecer procedimientos operativos que regulen la cantidad de alimento y la densidad poblacional; un monitoreo periódico es importante para detectar una posible escasez lo suficientemente rápido como para abordarlas antes de que afecte negativamente el ciclo de cría. (Gomes et al., 2006; Moe et al., 2002; Stadler, 2022; Von Zuben et al., 2001; Williams & Richardson, 1983).

En cuanto a la alimentación de las larvas, algunos experimentos muestran que el hígado ovino, bovino o porcino son nutricionalmente inferiores en comparación con varios otros tejidos como el corazón, los pulmones, el cerebro y la carne, que resultan en un mejor rendimiento para el crecimiento larval. De todas maneras, el uso de alguno de estos elementos no es demasiado práctico en la realidad; en este caso, el hígado o la carne picada de una variedad de especies, incluyendo ganado, cerdo y aves de corral, serían suficientes. Curiosamente, en la rama de la entomología forense, un estudio de alimentación con *Calliphora vicina* no encontró diferencias en el desarrollo larval entre tejido de cerdo y humano; esto plantea la pregunta de si las moscas criadas con carne de cerdo podrían ser más eficientes para la debridación de tejidos humanos (Bernhardt et al., 2016; Clark et al., 2006; El-Moaty & Kheirallah, 2013).

También, a lo largo de los años, se han desarrollado distintas dietas artificiales, no solo por la necesidad de reducir el olor asociado al alimento en descomposición, sino también porque las dietas utilizadas dificultan la comparación de resultados entre estudios. Estas dietas semisintéticas esterilizadas, contienen básicamente

proteína animal y una base de agar sumado a otros ingredientes variables. La dieta se puede almacenar a temperatura ambiente y genera un olor menos invasivo, con la desventaja de que puede resultar bastante costosa o poco práctica si los ingredientes no están disponibles en entornos con recursos limitados (Rabêlo et al., 2011; Sherman & Tran, 1995; Sherman & Wyle, 1996).

Existen ejemplos donde se han desarrollado dietas alternativas: en África Central, para *Lucilia caesar*, se han utilizado ingredientes disponibles localmente como garri (raíz de mandioca procesada, Manihot esculenta), soja, vino de palma e hígado. Mientras tanto, en India, se desarrolló una dieta para la cría de *Chrysomya megacephala*, donde se utilizó harina de soja, leche en polvo y huevo. También se han desarrollado dietas completamente libres de carne para *L. sericata* que contienen leche entera en polvo, levadura seca, germen de trigo, polvo de agar, ácido propiónico y agua destilada. Aparentemente, todas estas dietas alternativas alargan apenas el tiempo de desarrollo de las larvas, pero no muestran diferencias en la mortalidad, peso y desarrollo de pupa en comparación con una dieta de hígado. Lo que es importante de estas experiencias, es que existe la posibilidad de adaptar las condiciones de laboratorio, –al menos desde el punto de vista de la dieta– a los recursos disponibles en el medio local. Es importante destacar que, parte de la evaluación del proceso de cría se basa en una relación estrecha con los clientes. Es fundamental una retroalimentación sobre la calidad, rendimiento y reacciones adversas ocasionadas por las larvas. Si se identifican complicaciones como reacciones alérgicas, entonces se podrían usar métodos de cría alternativos, utilizando otras fuentes de alimento (Okorie & Okeke, 1990; Reddy et al., 2015; Stadler, 2022; Tachibana & Numata, 2001).

Manejo de las pupas

El manejo de las pupas, al igual que con todas las etapas, dependen de una temperatura ambiental adecuada. *Lucilia sericata* requiere temperaturas superiores a 20°C para tasas de pupación altas. Una vez que la mayoría de las larvas han abandonado el alimento y han pupado en el sustrato, las mismas se recogen mediante tamizado. Luego se almacenan dentro del insectario hasta la emergencia de los adultos. Si es necesario, las pupas pueden refrigerarse a 4°C durante algún tiempo para retrasar su desarrollo. Es muy importante evitar la deshidratación, diversos estudios han demostrado que las pupas de *L. sericata* contienen alrededor del 70% de agua y toleran hasta un 28% de deshidratación. La emergencia de las moscas también está determinada por la temperatura durante el desarrollo, y aumenta aproximadamente al 80% para un rango de temperatura entre 20°C y 30°C; temperaturas por encima de 35°C resultan letales. Las pupas de *L. sericata* requieren 0.2 mL de aire por día, por cada mg de pupas, que debe proporcionarse ya sea mediante ventilación o asegurando un correcto volumen de aire si se van a utilizar recipientes cerrados (Mađra-Bielewicz et al., 2017; Rivers et al., 2013; Stadler, 2022; Wall et al., 2001; Wolff & Hansson, 2005).

Desinfección de los huevos

En cuanto a la desinfección de los huevos para su uso en TL, sabemos que las moscas adultas y las larvas, habitan entornos insalubres y en fuentes contaminadas con distintos microbios, las mismas pueden llegar a estar contaminadas con microorganismos patógenos como *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Corynebacteria diphtheria*, *Aspergillus* y *Fusarium*, los cuales podría ser introducidos en las heridas durante la terapia. Por tanto, es crucial garantizar la esterilidad de las larvas que serán destinadas para el tratamiento de heridas (aunque también es importante destacar que se han observado casos donde el control de infecciones es efectivo en circunstancias poco higiénicas). Se sabe cada vez más que obtener larvas completamente estériles puede no solo ser difícil, sino tal vez poco deseable desde una perspectiva terapéutica. La transferencia interna de bacterias de la mosca adulta a los huevos y de estos a las larvas, indica que los métodos de esterilización actuales pueden, a lo sumo, lograr solo una esterilización a nivel superficial.

De todas maneras, es esencial minimizar la carga microbiana de las larvas para evitar posibles complicaciones (Aigbodion et al., 2013; Chan et al., 2012; Connelly et al., 2019; Jiang et al., 2012; Kawabata et al., 2010; Maleki-Ravasan et al., 2020; Terterov et al., 2010; Yeong et al., 2011).

La comprensión de la ecología microbiana de las larvas y su entorno sigue siendo objeto de investigación, la experiencia acumulada a lo largo de los años indica que las larvas reducen efectivamente la carga microbiana en las heridas y controlan los microbios que obstaculizan la cicatrización, incluyendo aquellos que puedan ser inoculados por las propias larvas. Se presume que los microbios simbiotes coadaptados pueden mejorar la actividad terapéutica de las mismas (Baer, 1931; Brundage et al., 2016; Kaplun et al., 2019; Maleki-Ravasan et al., 2020; Stadler, 2022).

El proceso de desinfección (Figura 30) se aplica mayoritariamente sobre los huevos, aunque algunos autores también lo aplican sobre huevos y larvas o solo sobre las larvas. Es muy importante en primera instancia, lograr una completa disgregación de la masa de huevos; para este propósito se puede utilizar la ayuda de distintos agentes químicos como el hidróxido de sodio, el hidróxido de potasio o el carbonato de sodio. Los protocolos de esterilización propiamente dichos varían en cuanto a los productos químicos utilizados, la eficacia del proceso de desinfección y la tasa de supervivencia de los huevos. Después de cada tratamiento, los huevos deben ser lavados y enjuagados para eliminar los restos de los productos utilizados para la desinfección y los restos de microorganismos. Cada lote de huevos esterilizados y larvas emergentes debe ser testeado para asegurar su esterilidad antes de ser utilizados en la terapia (Berkebile & Skoda, 2002; Brundage et al., 2016; Paul et al., 2009; Stadler, 2022; Wang et al., 2010).

Paso 1: Separación de los huevos y prelavado*

1. Remojar y agitar los huevos en alguna de las siguientes soluciones durante 5-10 minutos hasta que estén completamente separados.

- Hidróxido de sodio al 1%
- Hidróxido de potasio al 2%
- Carbonato de sodio al 4%

De forma alternativa, los huevos pueden ser separados mecánicamente en agua limpia revolviendo vigorosamente con un pincel

2. Dejar que los huevos se asienten en el fondo del recipiente.

3. Decantar solución.

4. Enjuagar los huevos dos o tres veces en solución salina estéril o agua estéril para reducir los distintos contaminantes y restos de productos químicos.

Paso 2: Desinfección

5. Remojar los huevos en alguno de los siguientes desinfectantes durante 5 minutos y agitar.:

- Hipoclorito de sodio al 0,5% (NaClO)
- 3% Lysol® (Reckitt Benckiser)

6. Dejar que los huevos se asienten en el fondo del recipiente.

7. Decantar desinfectante.

8. Enjuagar los huevos de dos a tres veces con solución salina estéril o agua estéril.

Paso 3: Transferir huevos desinfectados para incubación

9. Use parte de la solución salina/agua del último enjuague para verter los huevos sobre papel de filtro estéril o malla fina.

10. Transferir los huevos desinfectados a una dieta estéril para las larvas.

*Es vital que los huevos estén completamente separados para permitir que la solución de desinfectante entre en contacto con toda la superficie de los huevos.

Figura 30. Resumen del proceso de desinfección de huevos. Adaptado de Stadler (2022).

Una vez esterilizados, los huevos deberán incubarse hasta llegar a ser larvas de primer y segundo estadio. Para esto, se colocan en un recipiente con alimento estéril, lo más común es usar yema de huevo, pero también se puede utilizar agar, sangre de caballo y levadura, agar chocolate, agar sabouraud dextrosa y agar Brucella. Se los coloca a una temperatura entre 25-27 °C, a las 18 hs suelen eclosionar, y entre las 24-48 hs se convierten en larva de 2do estadio. Si por razones logísticas, se quiere demorar el proceso de desarrollo de los estadios 1 y 2, estas pueden ser refrigeradas entre 6-8 °C; aunque es importante remarcar que bajar de los 6 °C les puede provocar la muerte (Barnes & Gennard, 2013; Daniels et al., 1991; Nüesch et al., 2002; Sherman & Tran, 1995; Sherman & Wyle, 1996; Sherman et al., 2007; Stadler, 2022; Tachibana & Numata, 2001).

5. METODOLOGÍAS PARA LA APLICACIÓN DE LA TERAPIA LARVAL

La aplicación de la terapia se realiza a través de distintas técnicas, las cuales pueden ser más o menos convenientes dependiendo del contexto clínico.

Como ya se mencionó, este método se utiliza como una forma rápida y efectiva de tratar heridas, al eliminar el tejido necrótico, desinfectar y promover la cicatrización (Figura 31) (Fleischmann et al., 2004).

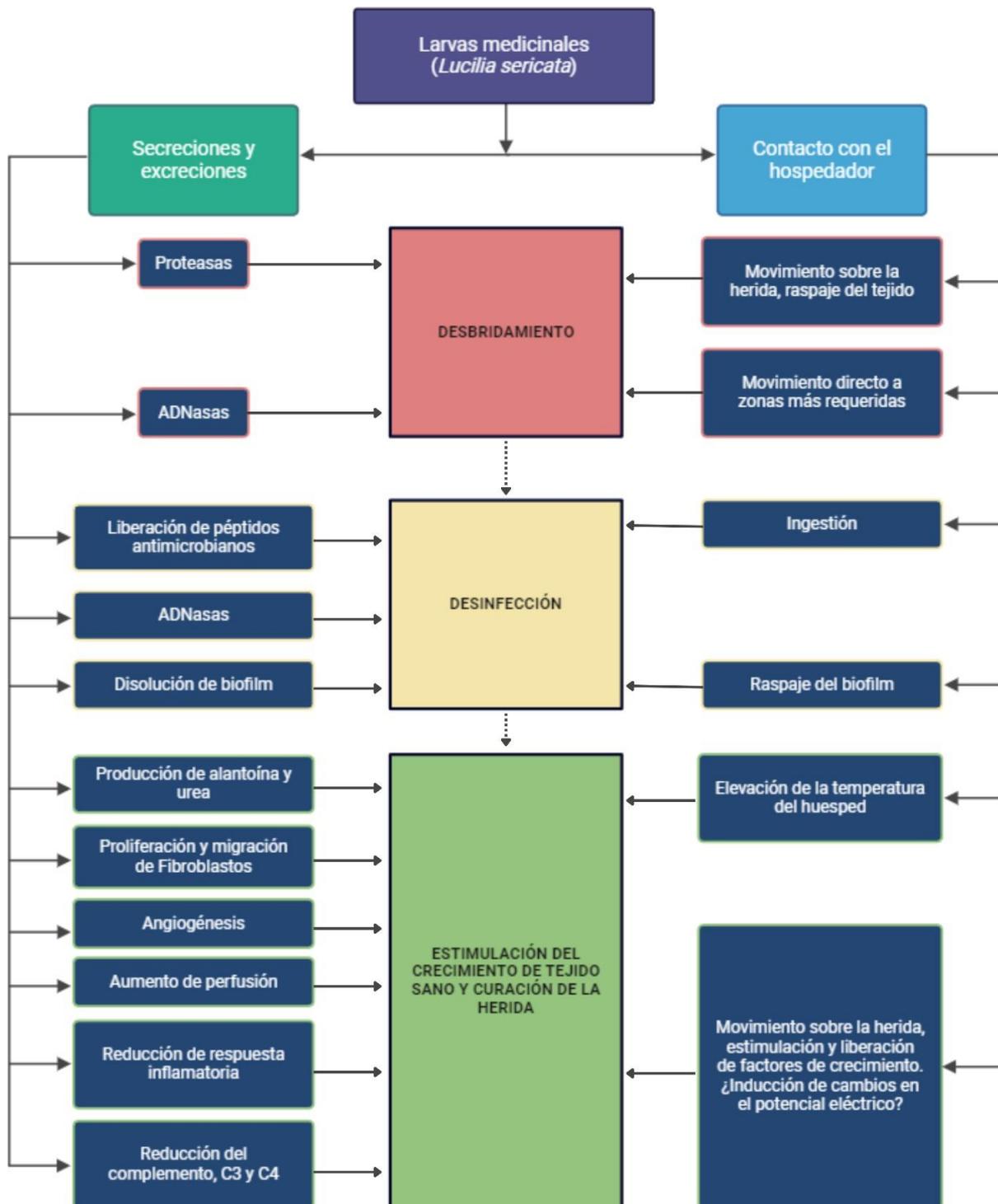


Figura 31. Principales mecanismos conocidos y postulados sobre la acción terapéutica de las larvas de *L. sericata*. Adaptado de Sherman (2014).

5.1. Indicaciones y contraindicaciones

Según Uslu (2022), esta técnica está indicada para: úlceras en pies diabéticos, úlceras venosas, heridas postquirúrgicas, infecciones óseas (osteomielitis), úlceras neuropáticas en los pies, heridas traumáticas que no sanan, abscesos, forúnculos, infecciones de la piel (celulitis), inflamación del hueso mastoideo (mastoiditis), tumores necrosados, pacientes con co-morbilidades como neuropatía, paraplejía, hemiplejía, talasemia (trastorno hemático genético), policitemia, (exceso de glóbulos rojos), quemaduras severas, y heridas infectadas tanto crónicas como agudas. Es especialmente eficaz para tratar heridas que presentan tejido muerto, pus, secreción, gangrena, mala circulación sanguínea y heridas profundas donde los antibióticos no pueden penetrar adecuadamente.

En la misma línea, las principales contraindicaciones son: reacciones alérgicas a las larvas, abscesos con hemorragia y trastornos de la coagulación, fístulas en el sistema respiratorio, órganos internos, glándulas endocrinas, necrosis y heridas que progresan muy rápidamente con riesgo de sepsis, heridas cercanas a vasos sanguíneos importantes, heridas con riesgo de sangrado, heridas cercanas a órganos internos, heridas abiertas en cavidades corporales o senos. Los efectos adversos son raros y generalmente se limitan a irritación, picazón e hipersensibilidad en el sitio de la herida, con dolor o incomodidad. En caballos, se ha visto incomodidad por el movimiento, y los mismos pueden frotarse la venda contra distintas superficies (Uslu, 2022).

Existen dos maneras de llevar a cabo la terapia: la primera consiste en aplicar las larvas directamente sobre la herida, denominada “terapia de rango libre”.

En el segundo método, las larvas se aplican empaquetadas en bolsas, denominado comúnmente como “bolsa de larvas”. Básicamente, la principal distinción entre ambos enfoques radica en si las larvas están libres o restringidas en un paquete dentro de la herida.

5.2. Terapia de rango libre

Para la terapia de rango libre es necesario proteger los bordes de la herida de las enzimas digestivas de las larvas, el exudado y la sensación de cosquilleo o picazón causada por el movimiento de las larvas sobre la piel sana. Para ello, se recomienda cubrir los bordes con tiras de hidrocloide autoadhesivo y aplicar pasta de zinc. Las larvas se aplican luego sobre la herida en una dosis específica, usualmente entre 5 a 8 larvas por cm^2 de la superficie de la herida, aunque se pueden usar otras proporciones dependiendo de la lesión; por ejemplo, si las heridas son pequeñas y superficiales, se pueden colocar de 5 a 20 larvas por cm^2 , mientras que se pueden aplicar de 400 a 800 larvas totales si la herida es profunda y hay demasiado tejido necrótico. En medicina veterinaria, la mayoría de los casos han reportado entre 5-10 u 8-12 larvas/ cm^2 . Se sabe que una dosis de 100 larvas durante un ciclo de tratamiento puede desbridar 50 g de tejido necrótico. Para evitar que las larvas escapen, se utiliza una malla que cubra la herida permitiendo que respiren. El último paso consiste en cubrir la malla (apósito primario) con una venda de gasa (apósito secundario) que absorbe el exudado durante el tratamiento y puede ser reemplazado diariamente (Figura 32).

Las larvas se dejan durante 2 a 4 días, para luego ser retiradas manualmente o mediante irrigación con suero fisiológico.

Este tipo de aplicación puede ser modificado dependiendo de la extremidad a tratar

y de la lesión (Figura 33) (Blake et al., 2007; Fleischmann et al., 2004; Kočíšová et al., 2006; Sherman, Stevens, et al., 2007; Uslu, 2022).

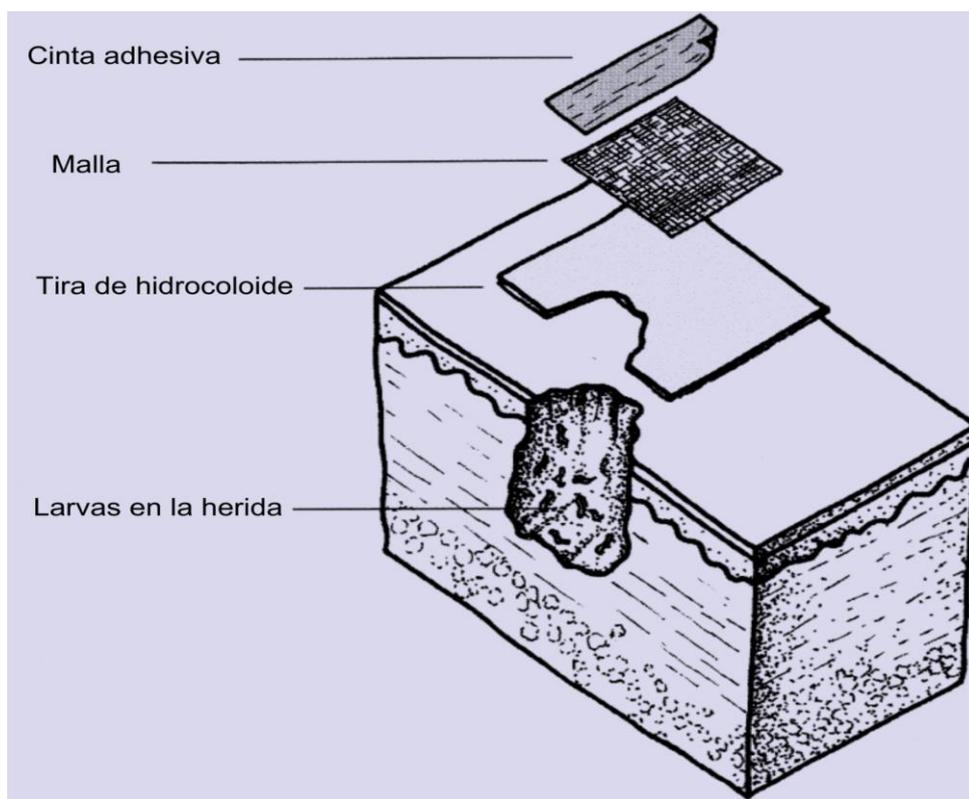


Figura 32. Apósito primario para la terapia de rango libre. Adaptado de Fleischmann et al., (2004).

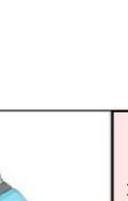
Sitio de la herida	Ejemplos de heridas	Confinamiento	Bolsa de larvas	Medias o guantes	Circunferencial
Cabeza (no cara)	No curativas, infectada, traumáticas, tumores fungados	Heridas que involucran fracturas de cráneo solo deben ser tratadas con bolsas de larvas.			
Cara	En heridas faciales, no se indica por presencia de múltiples puntos de entradas a cavidades internas.		Deben usarse para el tratamiento de la cavidad ocular y otras heridas faciales (nunca dentro de la boca)		
Heridas abdominales y torácicas	Laceraciones, abrasiones, quemaduras, infecciones quirúrgicas, úlceras tropicales, úlceras por presión.	Para proteger a las larvas, se debe quitar la carga de peso en la herida, acotichando los bordes. Se utiliza para heridas en la espalda, glúteos y en la región sacra			
Miembros superiores (no manos)	Laceraciones, abrasiones, cortes, quemaduras, infecciones quirúrgicas, osteomielitis.	Se pueden usar ambas técnicas.			
Manos, dedos y muñones	Despegamiento, quemaduras, fracturas abiertas, cortes y laceraciones.		Las bolsas de larvas se aplican solo en caso de que se pueda asegurar un correcto contacto con la herida.	Toda la mano o dedos individuales.	
Heridas profundas, conectadas a cavidades corporales, senos o fistulas	Heridas profundas que penetran la cavidad abdominal o torácica, heridas traumáticas, quirúrgicas, radiológicas o malignas.		Las bolsas sirven para contener a las larvas y evitar que accedan a partes más profundas del cuerpo.		
Miembros inferiores (no pies)	Laceraciones, abrasiones, quemaduras, infecciones quirúrgicas, osteomielitis, fasciomas, úlceras (diabéticas, venosas y tropicales)	Se pueden usar ambas técnicas.			Más conveniente y efectiva.
Miembros en su circunferencia	Despegamiento, quemaduras y úlceras venosas.				
Pies y dedos	Heridas traumáticas, úlceras diabéticas	La elección de la técnica depende en la ubicación de la herida y de la anatomía del pie.		Donde la ubicación de la herida y la anatomía dificulte otro tipo de vendaje.	
Fijaciones externas	Corrección y fijación de fracturas		Las bolsas de larvas pueden ser colocadas al alrededor del dispositivo de fijación.	Se pueden utilizar vendajes tubulares si estos son lo suficientemente anchos como para sobrepasar los dispositivos de fijación.	
Dermatotración	Fracturas abiertas, cortes, laceraciones, heridas quirúrgicas (amputación, fasciotomía)	Se pueden usar ambas técnicas. Las bolsas deben usarse para contener a las larvas en caso de que exista riesgo de acceso a cavidades corporales.			

Figura 33. Aplicaciones de la terapia según el tipo de herida y su ubicación anatómica. Adaptado de MedMagLabs, (2021).

5.3. Técnica de la bolsa de larvas

En ciertos casos, la técnica de rango libre no es la más adecuada para algunos tipos de herida, a veces es preferible evitar que las larvas se muevan sobre tejidos frágiles o cerca de cavidades profundas. Además, la exposición directa a los ganchos y espinas de las larvas puede ser dolorosas para algunos pacientes.

Las bolsas de larvas han demostrado ser una solución segura y efectiva en estas circunstancias. Las secreciones y excreciones de las larvas fluyen libremente fuera de la bolsa hacia la herida; la bolsa absorbe los exudados nutriendo a las larvas. El polivinilalcohol (material con el que se suelen fabricar) también tiene una asociación con la higiene y la curación de heridas.

Otros sistemas de contención están compuestos de nylon o lienzo. Estas telas permiten el flujo de secreciones y el drenaje de la herida, aunque no son tan eficientes absorbiendo exudados (Figura 34).

La técnica de la bolsa de larvas limita el contacto de las mismas con el tejido, por lo que es importante destacar que, para algunos autores, es menos efectiva en cuanto al desbridamiento que la terapia de rango libre –aunque son necesarios más estudios para hacer esta afirmación– (Fleischmann et al., 2004).

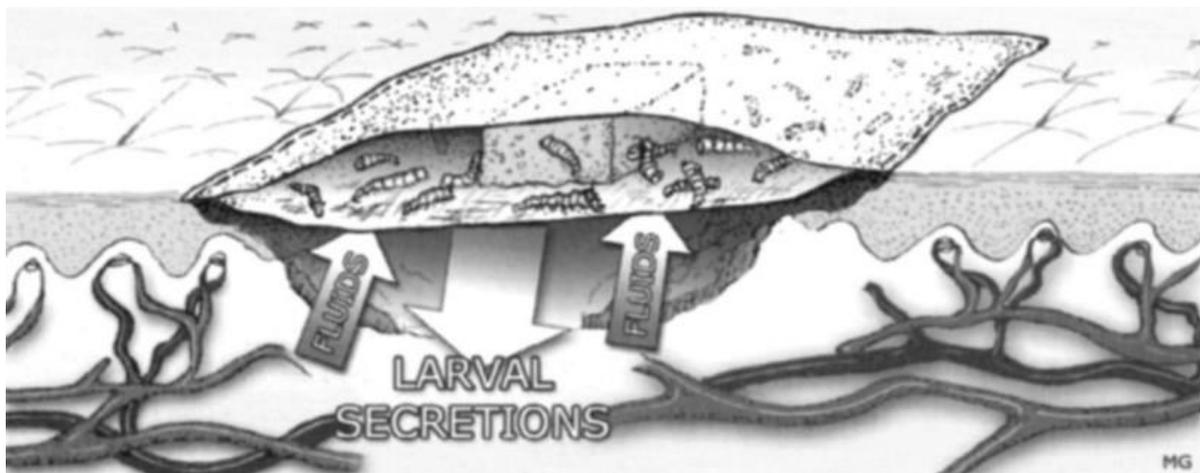


Figura 34. Bolsa de larvas (Fleischmann et al., 2004).

Todo lo descrito anteriormente, desarrollado en el ámbito de la medicina humana, se aplica de la misma manera y con los mismos criterios en medicina veterinaria. Para la elección del tipo de técnica a aplicar se debe tener en cuenta (además de lo relacionado a la lesión) la anatomía y la etología de los pacientes, evitando, por ejemplo, que se arranquen los vendajes o que los mismos se salgan (Uslu, 2022).

La revisión de diversos artículos que reportan la experiencia con el uso de TL en veterinaria, muestra que la técnica más utilizada es la de rango libre (posiblemente debido a la dificultad para acceder a las bolsas de larvas y su costo más elevado) (Ahmadnejad et al., 2022; Bell & Thomas 2001; Borkataki et al., 2018; Borkataki, 2021; Bras & Morrison, 2009; Calderón-Arguedas et al., 2014; Rey et al., 2010; Dawson et al., 2022; Dicke, 1953; Díaz-Roa et al., 2016; Durán et al., 2019; Kočišová et al., 2006; Lepage et al., 2012; Masiero et al., 2019; Morrison, 2005; Morrison, 2010; Sherman, Morrison & Ng 2007; Sherman, Stevens, et al., 2007; Thiemann, 2003; Uslu, 2022; Uslu, 2022; Uslu et al., 2021; Uslu et al., 2023; Vigani et al., 2011).

5.4. Ventajas y desventajas del método

Algunas ventajas del métodos son: mayor efectividad que otros tipos de terapias convencionales, desinfección de la herida, eliminan gran cantidad de tejido muerto, desbridan selectivamente el tejido necrótico sin dañar el tejido sano, pueden limpiar zonas de difícil acceso en la herida como senos o bolsas bajo la piel, reducen el riesgo de sepsis, aumenta la granulación y estimula la cicatrización, no requiere hospitalización, ideal para tratamientos a campo, pocos efectos secundarios, puede prevenir la amputación de extremidades y la eutanasia en animales de compañía, es más económico que el método de tratamiento clásico, no destruye la flora gastrointestinal normal como el uso de atb sistémicos, no genera residuos farmacológicos en animales productivos. Esta terapia puede ser particularmente útil para el tratamiento de grandes animales, donde las intervenciones quirúrgicas son costosas y riesgosas dado el tamaño, o no son adecuadas a campo. Es importante destacar, que esta terapia no es indicada para todas las heridas, y es necesario el entrenamiento de quien la aplica. Algunas desventajas del método son: escapes de larvas en vendajes mal puestos, incomodidad debido a irritación, dolor, fiebre en algunos pacientes, los animales pueden intentar quitarse el vendaje por incomodidad, puede existir interferencia con ciertos tratamientos antiparasitarios, principalmente en animales de compañía (Uslu, 2022).

6. PERSPECTIVAS

6.1. Establecimiento de colonias a nivel del laboratorio de parasitología

Para el establecimiento de colonias de moscas de uso terapéutico en el laboratorio de Parasitología de la Facultad de Veterinaria, Udelar, se requieren varias adaptaciones: modificaciones edilicias, adquisición de equipo y materiales, y contratación de personal para mantener en funcionamiento el insectario. Esto sería necesario en el caso hipotético de que el laboratorio se dedique de forma constante a la producción de larvas como parte de su servicio. Evidentemente, representa un desafío considerable para la viabilidad de un proyecto de estas características.

Afortunadamente, la literatura describe ampliamente la gran capacidad de adaptación de este tipo de laboratorios, ya que muchas de las actividades pueden llevarse a cabo en instalaciones preexistentes y ajustarse a la demanda. Existen numerosos informes de experiencias en hospitales, clínicas y universidades donde el montaje del laboratorio se ha realizado con adaptaciones de bajo costo y mantenimiento.

Es interesante considerar que el establecimiento de colonias de *Lucilia sericata* en nuestras instalaciones podría dar lugar a una amplia gama de actividades de investigación, como ensayos clínicos con animales que asisten a la facultad, así como el desarrollo de cursos y actividades de docencia directa que fomenten e informen a los profesionales (en formación o recibidos) sobre usos y aplicaciones de la TL. Lo anterior, se puede ejecutar a través de planes piloto, donde se ponga a punto tanto la cría, como la aplicación del tratamiento. Esta terapia podría convertirse en una opción de tratamiento viable e innovadora en nuestro medio.

7. CONCLUSIONES

La terapia larval es utilizada con mayor frecuencia en medicina humana, y presenta un uso más limitado en medicina veterinaria. Sin embargo, con el aumento de la resistencia a los antimicrobianos y las infecciones crónicas de heridas en medicina veterinaria (animales más longevos), la TL se vuelve una alternativa prometedora.

Muchos estudios clínicos, revisiones sistemáticas y metaanálisis en medicina humana han planteado que es una técnica más eficiente y segura para heridas crónicas que las alternativas convencionales. Por esta razón es necesario que se profundicen los estudios en el campo de las ciencias veterinarias.

Con el creciente aumento de la resistencia a los antimicrobianos, existe la necesidad de buscar alternativas iguales o más efectivas para mitigar esta realidad. Esto cobra mayor relevancia cuando hablamos de animales de producción, puesto que esta alternativa es más ecológica y no deja residuos en los distintos productos de consumo.

En el caso de los animales de compañía (como ocurre en humanos), la TL se presenta como una alternativa a la amputación de miembros o a la eutanasia, lo que nos plantea su uso como terapia de primera línea en lugar de ser la última opción.

El mantenimiento de colonias de moscas, una vez internalizados en la dinámica, es una opción viable y económica, siendo capaz de producir grandes volúmenes de larvas con relativamente poco espacio. Resulta alentador plantearnos un horizonte donde nuestra institución pueda producir y reproducir de forma autónoma esta terapia.

8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ahmadnejad, M., Tolouei, M., Jarolmasjed, S. H., & Rafinejad, J. (2022). Evaluation of maggot therapy effects on the progression of equine sarcoid. *Iranian Journal of Veterinary Medicine*, 16(1), 15-25.
- Aigbodion, F. I., Egbon, I. N., & Obuseli, A. J. (2013). Pathogens of medical importance isolated from *Phaenicia (Lucilia) sericata* (Diptera: Calliphoridae) in Benin City, Nigeria. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 16(23), 1791-1795. <https://doi.org/10.3923/pjbs.2013.1791.1795>
- Alvarez Garcia, D. M., Pérez-Hérazo, A., & Amat, E. (2017). Life history of *Cochliomyia macellaria* (Fabricius, 1775) (Diptera, Calliphoridae), a blowfly of medical and forensic importance. *Neotropical Entomology*, 46(6), 606-612. <https://doi.org/10.1007/s13744-017-0496-0>
- Amat, E., Vélez, M. C., & Wolff, M. (2008). Illustrated key for identification to genera and species of blowflies (Diptera: Calliphoridae) of Colombia. *Caldasia* 30(1), 231-244. https://www.researchgate.net/publication/279765910_Illustrated_key_for_identification_to_genera_and_species_of_blowflies_Diptera_Calliphoridae_of_Colombia
- Anderson, G. S. (2000). Minimum and maximum development rates of some forensically important Calliphoridae (Diptera). *Journal of Forensic Sciences*, 45(4), 824-832.
- Andersen, A. S., Sandvang, D., Schnorr, K. M., Kruse, T., Neve, S., Joergensen, B., Karlsmark, T., & Krogfelt, K. A. (2010). A novel approach to the antimicrobial activity of maggot debridement therapy. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 65(8), 1646-1654. <https://doi.org/10.1093/jac/dkq165>
- Amat, E., Vélez, M., & Wolff, M. (2008). Illustrated key for identification to genera and species of blowflies (Diptera: Calliphoridae) of Colombia. *Caldasia*, 30(2), 231-244.
- Arrighetti, F., Armúa-Fernandez, T., Valledor, S., & Olhagaray, M. A. (2023). *Relevamiento de la presencia de Lucilia sericata y su proporción frente a otros califóridos presentes en diferentes zonas del Uruguay* [Datos brutos inéditos]. Unidad de Parasitología Veterinaria. Facultad de Veterinaria. Universidad de la República.
- Baer, W. S. (1931). The treatment of chronic osteomyelitis with the maggot (larva of the blow fly). *The Journal of Bone and Joint Surgery. American Volume*, 13, 438-475. <https://doi.org/10.1007/s11999-010-1416-3>
- Barnes, K. M., & Gennard, D. E. (2013). Rearing bacteria and maggots concurrently: A protocol using *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae) as a model species. *Applied Entomology and Zoology*, 48(3), 247-253. <https://doi.org/10.1007/s13355-013-0181-7>

- Bell, N. J., & Thomas, S. (2001). Use of sterile maggots to treat panniculitis in an aged donkey. *Veterinary Record*, 149(25), 768-770.
<https://doi.org/10.1136/vr.149.25.768>.
- Berkebile, D. R., & Skoda, S. R. (2002). Chemicals useful for separating egg masses of the screwworm (Diptera: Calliphoridae). *Southwestern Entomologist*, 27(3-4), 297-299.
- Bernhardt, V., Schomerus, C., Verhoff, M. A., & Amendt, J. (2016). Of pigs and men—comparing the development of *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) on human and porcine tissue. *International Journal of Legal Medicine*, 131(3), 847-853. <https://doi.org/10.1007/s00414-016-1487-0>
- Blake, F., Abromeit, N., Bubenheim, M., Li, L., & Schmelzle, R. (2007). The biosurgical wound debridement: Experimental investigation of efficiency and practicability. *Wound Repair and Regeneration*, 15(5), 756-761.
<https://doi.org/10.1111/j.1524-475x.2007.00298.x>
- Borkataki, S. (2021). Acceleration of cutaneous wound healing by *Lucilia sericata* maggots in diabetic Wistar rats. *Tropical Biomedicine*, 38(1), 86-93.
<https://doi.org/10.47665/tb.38.1.015>
- Borkataki, S., Katoch, R., Goswami, P., Bhat, A., Bhardwaj, H., Chakraborty, D., & Chandrawathani, P. (2018). Therapeutic use of *Lucilia sericata* maggot in controlling bacterial bio-burden in Rat wound model. *Tropical Biomedicine*, 35(3), 627-638. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/33601750/>
- Bowling, F. L., Salgami, E. V., & Boulton, A. J. (2007). Larval therapy: A novel treatment in eliminating methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from diabetic foot ulcers. *Diabetes Care*, 30(2), 370-371.
<https://doi.org/10.2337/dc06-2348>
- Bras, R. J., & Morrison, S. E. (2009). Retrospective case series of 20 horses (2002-2009) sustaining puncture wounds to the navicular bursa with maggot debridement therapy as an adjunctive treatment. *Proceedings American Association of Equine Practitioners*, 55, 241-250.
- Brodie, B. S., Wong, W. H. L., VanLaerhoven, S., & Gries, G. (2014). Is aggregated oviposition by the blow flies *Lucilia sericata* and *Phormia regina* (Diptera: Calliphoridae) really pheromone-mediated? *Insect Science*, 22(5), 651-660.
<https://doi.org/10.1111/1744-7917.12160>
- Brundage, A. L., Crippen, T. L., & Tomberlin, J. K. (2016). Methods for external disinfection of blow fly (Diptera: Calliphoridae) eggs prior to use in wound debridement therapy. *Wound Repair and Regeneration*, 24, 384-393.
<https://doi.org/10.1111/wrr.12408>
- Calderón-Arguedas, O., Belfort, K., Troyo, A., & Del Mar Gamboa, M. (2014). Terapia larval con *Lucilia eximia* (Diptera: Calliphoridae) de Costa Rica en un modelo experimental. *Revista Chilena de Entomología*, 39, 57-65.

- Castro, C. P. E., & García, M. D. G. (2009). First record of *Chrysomya megacephala* (Fabricius, 1794) (Diptera, Calliphoridae) from Portugal. *Graellsia*, 65(1), 75-77. <https://doi.org/10.3989/graeellsia.2009.v65.i1.139>
- Catts, E. P., & Goff, M. L. (1991). Forensic entomology in criminal investigations. *Annual Review of Entomology*, 37(1), 253-272. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.37.010192.001345>
- Cazander, G., Gottrup, F., & Jukema, G. N. (2009). Maggot therapy for wound healing: Clinical relevance, mechanisms of action and future prospects. *Journal of Wound Technology*, 5, 18-23. <http://biologiq.nl/userfiles/journal%20of%20wound%20technology%20no5%20july%202009.pdf>
- Čeřovský, V., Žďárek, J., Fučík, V., Monincová, L., Vobůrka, Z., & Bém, R. (2009). Lucifensin, the long-sought antimicrobial factor of medicinal maggots of the blowfly *Lucilia sericata*. *Cellular and Molecular Life Sciences*, 67(3), 455-466. <https://doi.org/10.1007/s00018-009-0194-0>
- Chan, Q. E., Hussain, M. A., & Milovic, V. (2012). Eating out of the hand, maggots—Friend or foe? *Journal of Plastic, Reconstructive and Aesthetic Surgery*, 65(8), 1116-1118. <https://doi.org/10.1016/j.bjps.2012.01.014>
- Choudhary, V., Choudhary, M., Pandey, S., Chauhan, V. D., & Hasnani, J. J. (2016). Maggot debridement therapy as primary tool to treat chronic wound of animals. *Veterinary World*, 9(4), 403-409. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2016.403-409>
- Cickova, H., Cambal, M., Kozanek, M., & Taka, P. (2013). Growth and survival of bagged *Lucilia sericata* maggots in wounds of patients undergoing maggot debridement therapy. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2013, 192149.
- Clark, K., Evans, L., & Wall, R. (2006). Growth rates of the blowfly, *Lucilia sericata*, on different body tissues. *Forensic Science International*, 156(2-3), 145-149. <https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2004.12.025>
- Connelly, K. L., Freeman, E., Smibert, O. C., & Lin, B. (2019). *Wohlfahrtiimonas chitiniclastica* bloodstream infection due to a maggot-infested wound in a 54-year-old male. *Journal of Global Infectious Diseases*, 11(3), 125. https://doi.org/10.4103/jgid.jgid_58_18
- Cutter R. M. (s.f). *Identification Key to the Common Forensically Important Adult Flies (Diptera) of Northern Kentucky*. Northern Kentucky University. <https://www.nku.edu/~dahlem/ForensicFlyKey/Homepage.htm>
- Daeschlein, G., Mumcuoglu, K. Y., Assadian, O., Hoffmeister, B. R., & Krämer, A. (2006). In vitro antibacterial activity of *Lucilia sericata* maggot secretions. *Skin Pharmacology and Physiology*, 20(2), 112-115. <https://doi.org/10.1159/000097983>

- Dallavecchia, D.L. (2013). *Comportamento Biológico de Chrysomya megacephala (Fabricius, 1794), C. putoria (Wiedemann, 1818) e C. albiceps (Wiedemann, 1819) (Insecta: Diptera: Calliphoridae) para Utilização de Bioterapia no Brasil*. Instituto de Biociências, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, RJ. UNIRIO. <https://www.unirio.br/ccbs/ibio/ppgbio/dissertacoes-teses/dissertacoes/turma-2011/dallavecchia-daniele-lourinho-comportamento-biologico-de-chrysomya-megacephala-fabricius-1794-c-putoria-wiedemann-1818-c-albiceps-wiedemann-1819-insecta/view>
- Dallavecchia, D. L., da Silva Filho, R. G., & Aguiar, V. M. (2014). Sterilization of *Chrysomya putoria* (Insecta: Diptera: Calliphoridae) eggs for use in biotherapy. *Journal of Insect Science*, 14. <https://doi.org/10.1093/jisesa/ieu022>
- Dallavecchia, D. L., da Silva Filho, R. G., Da Silva, A. S., & Aguiar, V. M. (2023). Biological behavior of *Chrysomya putoria* (Wiedemann, 1819) (Diptera: Calliphoridae) after refrigeration: Logistics for use in Biotherapy. *Anais Da Academia Brasileira De Ciências*, 95(suppl 1). <https://doi.org/10.1590/0001-3765202320220578>
- Daniels, S., Simkiss, K., & Smith, R. H. (1991). A simple larval diet for population studies on the blowfly *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). *Medical and Veterinary Entomology*, 5(3), 283-292. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1991.tb00554.x>
- Davis, A. E., & Burgess, I. (1991). Cutaneous myiasis caused by the house fly, *Musca domestica*. *British Journal of Dermatology*, 125, 377-379.
- Dawah, H. A., Abdullah, M. A., & Pape, T. (2024). Sarcophagidae (Insecta: Diptera) of Saudi Arabia: new records, an updated checklist and a new species. *Zootaxa*, 5418(1), 1-33. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.5418.1.1>
- Dawson, K. A., Mickelson, M. A., Blong, A., & Walton, R. (2022). Management of severe burn injuries with novel treatment techniques including maggot debridement and applications of acellular fish skin grafts and autologous skin cell suspension in a dog. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 260(4), 428-435. <https://doi.org/10.2460/javma.20.10.0579>
- De Carvalho, C. J. B., & De Mello-Patiu, C. A. (2008). Key to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. *Revista Brasileira De Entomologia*, 52(3), 390-406. <https://doi.org/10.1590/s0085-56262008000300012>
- De Carvalho, C., & Ribeiro, P. (2000). Chave de identificação das espécies de Calliphoridae (Diptera) do Sul do Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 9, 169-173.
- Deng, Y., ZhiZi, C., & Fan, Z. (2006). Redescription of *Wohlfahrtia nuba* (Wiedemann) intercepted from an airplane entered to China (Diptera: Sarcophagidae). *Jishengchong Yu Yixue Kunchong Xuebao*, 13(2), 113-115. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20063184758>

- Dholaria, S., Dalal, P., Shah, N., & Narkhede, R. (2014). Maggot debridement therapy [MDT]. *Gujarat Medical Journal*, 69(1), 32-36.
- Díaz-Roa, A., Gaona, M. A., Segura, N. A., Ramírez-Hernández, A., Cortés-Vecino, J. A., Patarroyo, M. A., & Bello, F. (2016). Evaluating *Sarconesiopsis magellanica* blowfly-derived larval therapy and comparing it to *Lucilia sericata*-derived therapy in an animal model. *Acta Tropica*, 154, 34-41. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.10.024>
- Dicke, R. J. (1953). Maggot therapy of actinomycosis. *Journal of Economic Entomology*, 46(4), 706-707. <https://doi.org/10.1093/jee/46.4.706>
- Du Plessis, H. J. C., & Pretorius, J. P. (2011). The utilization of maggot debridement therapy in Pretoria, South Africa. *Wound Health South Africa*, 4(2), 80-83.
- Durán, D., Galapero, J., Frontera, E., Bravo-Barriga, D., Blanco, J., & Gómez, L. (2019). Histological and immunohistochemical study of wounds in sheep skin in maggot therapy by using *Protophormia terraenovae* (Diptera: Calliphoridae) larvae. *Journal of Medical Entomology*, 57(2), 369-376. <https://doi.org/10.1093/jme/tjz185>
- Echeverri, M. I. W., Álvarez, C. L., Higueta, S. E. H., Idárraga, J. C. W., & Franco, M. R. (2010). *Lucilia eximia* (Diptera: Calliphoridae), una nueva alternativa para la terapia larval y reporte de casos en Colombia. *Iatreia*, 23(2). <https://doi.org/10.17533/udea.iatreia.11124>
- El-Moaty, Z. A., & Kheirallah, A. E. M. (2013). Developmental variation of the blow fly *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (Diptera: Calliphoridae) by different substrate tissue types. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 16(3), 297-300. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2013.03.008>
- Figuroa, L., De Araújo Flôres, J., & Rodríguez, S. P. (2007). Método de cultivo de larvas de moscas *Lucilia sericata* para terapia larval. *Parasitología Latinoamericana*, 62(1-2). <https://doi.org/10.4067/s0717-77122007000100014>
- Fleischmann, W., Grassberger, M., & Sherman, R. (2004). *Maggot therapy: A handbook of maggot-assisted wound healing*. Thieme.
- Gabre, R. M., Adham, F. K., & Chi, H. (2005). Life table of *Chrysomya megacephala* (Fabricius) (Diptera: Calliphoridae). *Acta Oecologica*, 27(3), 179-183. <https://doi.org/10.1016/j.actao.2004.12.002>
- Gallagher, M. B., Sandhu, S., & Kimsey, R. (2010). Variation in developmental time for geographically distinct populations of the common green bottle fly, *Lucilia sericata* (Meigen). *Journal of Forensic Sciences*, 55(2), 438-442. <https://doi.org/10.1111/j.1556-4029.2009.01285.x>
- García, D. M. A., Pérez-Hérazo, A., & Amat, E. (2017). Life history of *Cochliomyia macellaria* (Fabricius, 1775) (Diptera, Calliphoridae), a blowfly of medical and forensic importance. *Neotropical Entomology*, 46(6), 606-612. <https://doi.org/10.1007/s13744-017-0496-0>
- Gasz, N. E., & Harvey, M. L. (2017). A new method for the production of sterile

- colonies of *Lucilia sericata*. *Medical and Veterinary Entomology*, 31(3), 299-305. <https://doi.org/10.1111/mve.12232>
- Ge, Y., Zhang, D., & Pape, T. (2018). A new species of *Wohlfahrtia* Brauer & Bergenstamm (Diptera: Sarcophagidae) from northwestern China, with three new synonymies and a pictorial synopsis. *Zootaxa*, 4434(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4434.1.8>
- Gomes, L., Godoy, W. A. C., & Von Zuben, C. J. (2006). A review of postfeeding larval dispersal in blowflies: Implications for forensic entomology. *Naturwissenschaften*, 93(5), 207-215. <https://doi.org/10.1007/s00114-006-0082-5>
- Gottrup, F., & Jorgensen, B. (2011). Maggot debridement: An alternative method for debridement. *Journal of Plastic Surgery*, 11, 290-305.
- Grantham-Hill, C. (1933). Preliminary note on the treatment of infected wounds with the larva of *Wohlfahrtia nuba*. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 27(1), 93-98. [https://doi.org/10.1016/S0035-9203\(33\)90138-8](https://doi.org/10.1016/S0035-9203(33)90138-8)
- Grassberger, M., & Reiter, C. (2001). Effect of temperature on *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae) development with special reference to the isomegalen- and isomorphen-diagram. *Forensic Science International*, 120(1-2), 32-36. [https://doi.org/10.1016/S0379-0738\(01\)00413-3](https://doi.org/10.1016/S0379-0738(01)00413-3)
- Greenberg, B. (1990). Behavior of postfeeding larva of some Calliphoridae and a muscid (Diptera). *Annals of the Entomological Society of America*, 83, 1210-1214.
- Hall, M. J. R. (1995). Trapping the flies that cause myiasis: their responses to host-stimuli. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 89(4), 333-357. <https://doi.org/10.1080/00034983.1995.11812964>
- Harvey, M., Gasz, N., Woolley, Z., Roberts, L., Raven, N., Colbert, A., Law, K., Marshall, P., & Voss, S. (2019). Dipteran attraction to a variety of baits: Implications for trapping studies as a tool for establishing seasonal presence of significant species. *Journal of Medical Entomology*, 56(5), 1283-1289. <https://doi.org/10.1093/jme/tjz050>
- Hayes, E. J., Wall, R., & Smith, K. E. (1999). Mortality rate, reproductive output, and trap response bias in populations of the blowfly *Lucilia sericata*. *Ecological Entomology*, 24(3), 300-307. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2311.1999.00194.x>
- Horn, K. L., Cobb, A. H., & Gates, G. A. (1976). Maggot therapy for subacute mastoiditis. *Archives of Otolaryngology*, 102(6), 377-379. <https://doi.org/10.1001/archotol.1976.00780110089013>
- Hwang, C., & Turner, B. D. (2005). Spatial and temporal variability of necrophagous Diptera from urban to rural areas. *Medical and Veterinary Entomology*, 19(4), 379-391. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2005.00583.x>

- Jiang, K., Sun, X., Wang, W., Liu, L., Cai, Y., Chen, Y., Luo, N., Yu, J., Cai, D., & Wang, A. (2012). Excretions/secretions from bacteria-pretreated maggot are more effective against *Pseudomonas aeruginosa* biofilms. *PloS One*, 7(11), e49815. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0049815>
- Jurga, F., & Morrison, S. E. (2004). Maggot debridement therapy. Alternative therapy for hoof infection and necrosis. *Hoof Care Lameness*, 78, 28-31.
- Kaplun, O., Pupiales, M., & Pseudos, G. (2019). Adjuvant maggot debridement therapy for deep wound infection due to methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Journal of Global Infectious Diseases*, 11(4), 165-167. https://doi.org/10.4103/jgid.jgid_30_19
- Kawabata, T., Mitsui, H., Yokota, K., Ishino, K., Oguma, K., & Sano, S. (2010). Induction of antibacterial activity in larvae of the blowfly *Lucilia sericata* by an infected environment. *Medical and Veterinary Entomology*, 24(4), 375-381. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2010.00902.x>
- Kerridge, A., Lappin-Scott, H. M., & Stevens, J. (2005). Antibacterial properties of larval secretions of the blowfly, *Lucilia sericata*. *Medical and Veterinary Entomology*, 19(3), 333-337. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2005.00577.x>
- Khamesipour, F., Lankarani, K. B., Honarvar, B., & Kwenti, T. E. (2018). A systematic review of human pathogens carried by the housefly (*Musca domestica* L.). *BMC Public Health*, 18(1). <https://doi.org/10.1186/s12889-018-5934-3>
- Klong-Klaew, T., Sukontason, K., Ngoen-Klan, R., Moophayak, K., Irvine, K. N., Kurahashi, H., Prangkio, C., Sanit, S., & Sukontason, K. L. (2014). Impact of abiotic factor changes in blowfly, *Achoetandrus rufifacies* (Diptera: Calliphoridae), in northern Thailand. *Parasitology Research*, 113(4), 1353-1360. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-3774-3>
- Kočišová, A., Čonková, E., Pistl, J., & Toporcak, J. (2003). First non-conventional veterinary treatment of skin infections with blowfly larvae (Calliphoridae) in Slovakia. *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*, 47(4), 487-490. https://www.researchgate.net/publication/289952803_First_non-conventional_veterinary_treatment_of_skin_infections_with_blowfly_larvae_Calliphoridae_in_Slovakia
- Kočišová, A., Pistl, J., Link, R., Čonková, E., & Goldová, M. (2006). Maggot debridement therapy in the treatment of footrot and foot scald in sheep. *Acta Veterinaria Brno*, 75(2), 277-281. <https://doi.org/10.2754/avb200675020277>
- Laurence, B. R. (1988). The tropical African latrine blowfly, *Chrysomya putoria* (Wiedemann). *Medical and Veterinary Entomology*, 2(3), 285-291. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1988.tb00197.x>
- Lepage, O. M., Dombia, A., Perron-Lepage, M. F., & Gangl, M. (2012). The use of maggot debridement therapy in 41 equids. *Equine Veterinary Journal Supplement*, 44(43), 120-125.

- Li, Q., Lu, R., Huo, R., & Fu, H. (2009). Maggots of *Musca domestica* in treatment of acute intractable wound. *Surgery*, *145*(1), 122-123.
<https://doi.org/10.1016/j.surg.2008.08.016>
- Limsopatham, K., Khamnoi, P., Sukontason, K. L., Boonyawan, D., Chaiwong, T., & Sukontason, K. (2017). Sterilization of blow fly eggs, *Chrysomya megacephala* and *Lucilia cuprina* (Diptera: Calliphoridae) for maggot debridement therapy application. *Parasitology Research*, *116*(5), 1581-1589.
<https://doi.org/10.1007/s00436-017-5435-9>
- Lindsay, S. W., Lindsay, T. C., Duprez, J., Hall, M. J. R., Kwambana, B. A., Jawara, M., Nurudeen, I. U., Sallah, N., Wyatt, N., D'Alessandro, U., Pinder, M., & Antonio, M. (2012). *Chrysomya putoria*, a Putative Vector of Diarrheal Diseases. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, *6*(11), e1895.
<https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001895>
- Linhares, A. X., & Avancini, R. P. M. (1989). Ovarian development in the blowflies *Chrysomya putoria* and *C. megacephala* on natural diets. *Medical and Veterinary Entomology*, *3*(3), 293-295.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1989.tb00231.x>
- Mackerras, M. J. (1933). Observations on the Life-histories, Nutritional Requirements and Fecundity of Blow-flies. *Bulletin of Entomological Research*, *24*, 353-362.
<https://doi.org/10.1017/S0007485300031680>
- Madeira, N. G., Silveira, G. A. R., & Pavan, C. (1988). The occurrence of primary myiasis in cats caused by *Phaenicia eximia* (Diptera: Calliphoridae). *Memorias Do Instituto Oswaldo Cruz*, *84*(suppl 4), 341.
<https://doi.org/10.1590/s0074-02761989000800060>
- Mądra-Bielewicz, A., Frątczak-Łagiewska, K., & Matuszewski, S. (2017). Blowfly puparia in a hermetic container: Survival under decreasing oxygen conditions. *Forensic Science, Medicine, and Pathology*, *13*(3), 328-335.
<https://doi.org/10.1007/s12024-017-9892-3>
- Maleki-Ravasan, N., Ahmadi, N., Soroushzadeh, Z., Raz, A. A., Zakeri, S., & Djadid, N. D. (2020). New Insights Into Culturable and Unculturable Bacteria Across the Life History of Medicinal Maggots *Lucilia sericata* (Meigen) (Diptera: Calliphoridae). *Frontiers in Microbiology*, *11*.
<https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00505>
- Martínez, M., Remedios, M., & Goñi, B. (2016). Lista de los Calliphoridae (Diptera: Muscomorpha) del Uruguay. *Boletín de la Sociedad Zoológica del Uruguay*, *25*(1), 38-51.
- Masiero, F. S., De Aguiar, E. S. V., Pereira, D. I. B., & Thyssen, P. J. (2019). First report on the use of larvae of *Cochliomyia macellaria* (Diptera: Calliphoridae) for wound treatment in veterinary practice. *Journal of Medical Entomology*, *57*(3), 965-968. <https://doi.org/10.1093/jme/tjz238>
- Maureira, C. (s.f). *Sarconesiopsis magellanica*. INaturalistMX.

<https://mexico.inaturalist.org/taxa/959800-Sarconesiopsis-magellanica>

McAlpine, J. (1989). Phylogeny and classification of the Muscomorpha. En D. Wood, A. Borkent, N. Woodley & J. McAlpine (Eds.), *Manual of Nearctic Diptera* (Vol. 3, pp. 1397-1505). Research Branch, Agriculture Canada.

Moe, S. J., Stenseth, N. C., & Smith, R. H. (2002). Density dependence in blowfly populations: experimental evaluation of non-parametric time-series modelling. *Oikos*, 98(3), 523-533. <https://doi.org/10.1034/j.1600-0706.2002.980317.x>

Mora, M. D. G. (1984). *Revisión de los Calliphoridae (Diptera) de la Península Ibérica* [Tesis de doctorado, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Complutense de Madrid]. Biblioteca Complutense. Recuperado de <https://eprints.ucm.es/53027/>

Moreira, L. R., Arguedas, K. B., Arguedas, O. C., Rodríguez, A. T., & Del Mar Gamboa Coronado, M. (2014). Desarrollo y evaluación de un método de obtención de larvas estériles de *Lucilia eximia* para su uso en terapia larval. *Revista Cubana de Investigaciones Biomédicas*, 33(1), 44-51. Recuperado de <https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumen.cgi?IDARTICULO=52901>

Morrison, S. E. (2005). How to use sterile maggot debridement therapy for foot infections of the horse. *Proceedings American Association of Equine Practitioners*, 51, 461-464.

Morrison, S. E. (2010). Maggot debridement therapy for laminitis. *The Veterinary Clinics of North America. Equine Practice*, 26(2), 447-450. <https://doi.org/10.1016/j.cveq.2010.06.002>

Múnera, J. M. V., & Jiménez, J. N. (2020). Resistencia antimicrobiana en el siglo XXI: ¿hacia una era postantibiótica? *Revista de la Escuela Nacional de Salud Pública*, 38(1), 1-6. <https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v38n1e337759>

Muntzer, A., Montagne, C., Ellse, L., & Wall, R. (2015). Temperature-dependent lipid metabolism in the blow fly *Lucilia sericata*. *Medical and Veterinary Entomology*, 29(3), 305-313. <https://doi.org/10.1111/mve.12111>

Nassu, M. P., & Thyssen, P. J. (2015). Evaluation of larval density cochlomyia macellaria F. (Diptera: Calliphoridae) for therapeutic use in the recovery of tegumentar injuries. *Parasitology Research*, 114(9), 3255-3260. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4542-8>

Natural History Museum. (2010). *Lucilia caesar female 905246 dorsal*. <https://data.nhm.ac.uk/object/1621bf34-e732-4514-9572-80ee82326678/1715817600000>

Natural History Museum. (2013a). *Chrysomya albiceps m lateral*. <https://data.nhm.ac.uk/object/45bdc734-6ac9-46fb-bc06-f350aa50fd3d/1715817600000>

Natural History Museum. (2013b). *Chrysomya megacephala dorsal*. <https://data.nhm.ac.uk/object/3fea8a32-5127-402f-b768-aeeb793f4d37/1715817600000>

17600000

- Natural History Museum. (2013c). *Chrysomya putoria dorsal*.
<https://data.nhm.ac.uk/object/eabaf316-99e0-41e8-89bf-862d385d590f/1715817600000>
- Natural History Museum. (2015). *Musca domestica 010264178 lateral*.
<https://data.nhm.ac.uk/object/86803cb5-33bf-41d1-b5d1-afa80993c487/1715817600000>
- Nigam, Y., Dudley, E., & Bexfield, A. (2010). The physiology of wound healing by the medicinal maggot, *Lucilia sericata*. *Advances in Insect Physiology*, 39, 39-81.
- Nuesch, R., Rahm, G., Rudin, W., Steffen, I., Frei, R., Rufli, T., & Zimmerli, W. (2002). Clustering of bloodstream infections during maggot debridement therapy using contaminated larvae of *Protophormia terraenovae*. *Infection*, 30(5), 306-309.
<https://doi.org/10.1007/s15010-002-3067-0>
- Núñez-Vázquez, C., Tomberlin, J. K., Cantú-Sifuentes, M., & García-Martínez, O. (2013). Laboratory Development and Field Validation of *Phormia regina*. *Journal of Medical Entomology*, 50(2), 252-260.
<https://doi.org/10.1603/me12114>.
- Okorie, T. G., & Okeke, J. (1990). Comparative Studies on the Blowfly *Lucilia caesar* (Diptera, Calliphoridae) Reared from 3 Rearing Media Prepared from Local Materials and the Standard Snyder Medium. *Insect Science and Its Application*, 11(2), 143-148. <https://doi.org/10.1017/S1742758400010493>
- Pape, T., Wolff, M., & Amat, E. C. (2004). Los califóridos, éstridos, rinofóridos y sarcófágidos (Diptera: Calliphoridae, Oestridae, Rhinophoridae, Sarcophagidae) de Colombia. *Biota Colombiana*, 5(2), 201-208. Recuperado de <https://revistas.humboldt.org.co/index.php/biota/article/view/145>
- Patricia, A. S. (2011, noviembre). *Use of medicinal maggots in wound healing*. The Surgical Summit Proceedings of the ACVS Veterinary Symposium, Chicago, USA.
- Paul, A. G., Ahmad, N. W., Lee, H., Ariff, A. M., Saranum, M., Naicker, A. S., & Osman, Z. (2009). Maggot debridement therapy with *Lucilia cuprina*: A comparison with conventional debridement in diabetic foot ulcers. *International Wound Journal*, 6(1), 39-46. <https://doi.org/10.1111/j.1742-481x.2008.00564.x>
- Pinheiro, M. A., Ferraz, J. B., Junior, M. A., Moura, A. D., da Costa, M. E., Costa, F. J., Neto, V. F., Neto, R. M., & Gama, R. A. (2015). Use of maggot therapy for treating a diabetic foot ulcer colonized by multidrug resistant bacteria in Brazil. *The Indian Journal of Medical Research*, 141(3), 340-342.
<https://doi.org/10.4103/0971-5916.156628>
- Pinilla, Y. T., Patarroyo, M. A., & Bello, F. J. (2013). *Sarconesiopsis magellanica* (Diptera: Calliphoridae) life-cycle, reproductive and population parameters using different diets under laboratory conditions. *Forensic Science*

- Povolný, D. (1971). Synanthropy. En B. Greenberg (Ed.), *Flies and Disease, Vol. I: Ecology, Classification, and Biotic Associations* (pp. 17-54). Princeton University Press.
- Rabêlo, K. C., Thyssen, P. J., Salgado, R. L., Araújo, M. S., & Vasconcelos, S. D. (2011). Bionomics of two forensically important blowfly species *Chrysomya megacephala* and *Chrysomya putoria* (Diptera: Calliphoridae) reared on four types of diet. *Forensic Science International*, 210(1-3), 257-262. <https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2011.03.022>
- Ramírez, M. M. A. (2012). Moscas Muscidae (Insecta: Diptera) en la Entomología Forense. *Revista Facultad de Ciencias Forenses y de la Salud*, 8, 27-37.
- Reddy, P. V. R., Rajan, V. V., & Verghese, A. (2015). A Non-meat-based Artificial Diet and Protocol for Mass rearing of *Chrysomya megacephala* (Fab.) (Diptera: Calliphoridae), an Important Pollinator of Mango. *Current Science*, 108(1), 17-19.
- Rey, A. M., Castañeda, A. A., González, Z. J., Acero, P. V., Segura, G.A., & Bello, G. F. (2010). Evaluación de la terapia larval aplicada a cuatro casos clínicos de animales en Bogotá (Colombia). *Revista Colombiana De Entomología/Revista Colombiana De Entomologia*, 36(2), 254-259. <https://doi.org/10.25100/socolen.v36i2.9155>
- Richards, C. S., Crous, K. L., & Villet, M. H. (2009). Models of development for blowfly sister species *Chrysomya chloropyga* and *Chrysomya putoria*. *Medical and Veterinary Entomology*, 23(1), 56-61. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2008.00767.x>
- Rivers, D. B., Yoder, J. A., Jajack, A. J., & Rosselot, A. E. (2013). Water balance characteristics of pupae developing in different size maggot masses from six species of forensically important flies. *Journal of Insect Physiology*, 59(5), 552-559. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2013.03.002>
- Rosati, J. Y., Pacheco, V. A., Vankosky, M. A., & VanLaerhoven, S. L. (2015). Estimating the number of eggs in blow fly (Diptera: Calliphoridae) egg masses using photographic analysis. *Journal of Medical Entomology*, 52(4), 658-662. <https://doi.org/10.1093/jme/tjv053>
- Scudder, G. G., & Cannings, R. A. (2006). *The Diptera families of British Columbia*. https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/33833042/Claves_taxonomicas_de_identificacion_de_las_familias_de_Diptera-libre.pdf?1401488074=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DClaves_taxonomicas_de_identificacion_de.pdf&Expires=1716236900&Signature=RReDn6u3-F4bAmp9ftZ28tUqjRHh2xpY74ZFuY6L0XJ5G5FmDMKwQJKit-M9QY-V~N6A1ytebfjfg7cuUY5ADRz0cvzrf4czoF6IDu8SWALxOUrBiLpdHhLJPFVT1tAbLSvl3t50REBBYhnuEtfEht

[oxXYbzU63JMp9OMDhx5EeXg70~X-T2COhtTi9zVA4HNRrFTf2i-AiYluNpWpPzsuT6eupRkiFJlrAjJ7ZcT0t6bXDJP2Xt9T2QwqlkeFpwnH7mL0z06LVYhwd6VRKf2wqi7ozN1CezuTalrAGvVzpKBA--hgXXG63V~B9nRe9tsongDAK-XNDhidyBiC9GQ &Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/12606827)

- Sehgal, R., Bhatti, H. P. S., Bhasin, D. K., Sood, A. K., Nada, R., Malla, N., & Singh, K. (2002). Intestinal myiasis due to *Musca domestica*: A report of two cases. *Japanese Journal of Infectious Diseases*, 55(6), 191-193. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/12606827>
- Sherman, R. A. (1998). Maggot debridement in modern medicine. *Infectious Medicine*, 15, 651-656.
- Sherman, R. A. (2002a). Maggot therapy for foot and leg wounds. *International Journal of Lower Extremity Wounds*, 1, 135-142.
- Sherman, R. A. (2002b). Maggot versus conservative debridement therapy for the treatment of pressure ulcers. *Wound Repair and Regeneration*, 10(4), 208-214.
- Sherman, R. A. (2003). Maggot therapy for treating diabetic foot ulcers unresponsive to conventional therapy. *Diabetes Care*, 26(2), 446-451.
- Sherman, R. A. (2009). Maggot Therapy takes us back to the future of wound care: New and improved Maggot therapy for the 21st century. *Journal of Diabetes Science and Technology*, 3(2), 336-344. <https://doi.org/10.1177/193229680900300215>
- Sherman, R. A. (2014). Mechanisms of maggot-induced wound healing: What do we know, and where do we go from here? *Evidence-based Complementary and Alternative Medicine*, 2014, 592419. <https://doi.org/10.1155/2014/592419>
- Sherman, R. A., Hall, M. J. R., & Thomas, S. B. (2000). Medicinal maggots: An ancient remedy for some contemporary afflictions. *Annual Review of Entomology*, 45(1), 55-81. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.45.1.55>
- Sherman, R. A., Morrison, S. E., & Ng., D. (2007). Maggot debridement therapy for serious horse wounds – A survey of practitioners. *The Veterinary Journal*, 174(1), 86-91. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2006.05.012>
- Sherman, R. A., & My-Tien Tran, J. M. (1995). A Simple, Sterile Food Source for Rearing the Larvae of *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). *Medical and Veterinary Entomology*, 9(4), 393-398. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1995.tb00011.x>
- Sherman, R. A., & Pechter, E. A. (1988). Maggot therapy: A review of the therapeutic applications of fly larvae in human medicine, especially for treating osteomyelitis. *Medical and Veterinary Entomology*, 2(3), 225-230.

<https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.1988.tb00188.x>

- Sherman, R. A., Stevens, H. N. E., Ng, D., & Iversen, E. (2007). Treating wounds in small animals with maggot debridement therapy: A survey of practitioners. *The Veterinary Journal*, 173(1), 138-143. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2005.11.006>
- Sherman, R. A., & Wyle, F. A. (1996). Low-cost, low-maintenance rearing of maggots in hospitals, clinics, and schools. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 54(1), 38-41. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.1996.54.38>
- Sherman, R. A., Wyle, F. A., & Thrupp, L. (1995). Effects of seven antibiotics on the growth and development of *Phaenicia sericata* (Diptera: Calliphoridae) larvae. *Journal of Medical Entomology*, 32(5), 646-649. <https://doi.org/10.1093/jmedent/32.5.646>
- Sherman, R. A., Wyle, F., & Vulpe, M. (1995). Maggot therapy for treating pressure ulcers in spinal cord injury patients. *Journal of Spinal Cord Medicine*, 18(2), 71-74.
- Shi, E., & Shofler, D. (2014). Maggot debridement therapy: A systematic review. *British Journal of Community Nursing*, 19(Sup12), S6-S13. <https://doi.org/10.12968/bjcn.2014.19.sup12.s6>
- Stadler, F. (2022). *A complete guide to maggot therapy: Clinical practice, therapeutic principles, production, distribution, and ethics*. Open Book Publishers. <https://doi.org/10.11647/OBP.0300>
- Steenvoorde, P. (2008). Maggot debridement therapy in surgery. *Proceedings of the Netherlands Entomological Society Meeting*, 22, 61-66.
- Sun, X., Jiang, K., Chen, J., Wu, L., Lu, H., Wang, A., & Wang, J. (2014). A systematic review of maggot debridement therapy for chronically infected wounds and ulcers. *International Journal of Infectious Diseases*, 25, 32-37. <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2014.03.1398>
- Tachibana, S. I., & Numata, H. (2001). An artificial diet for blow fly larvae, *Lucilia sericata* (Meigen) (Diptera: Calliphoridae). *Applied Entomology and Zoology*, 36(4), 521-523. <https://doi.org/10.1303/aez.2001.521>
- Tantawi, T. I., Williams, K. A., & Villet, M. H. (2010). An accidental but safe and effective use of *Lucilia cuprina* (Diptera: Calliphoridae) in maggot debridement therapy in Alexandria, Egypt. *Journal of Medical Entomology*, 47(3), 491-494. <https://doi.org/10.1603/me09183>
- Teich, S., & Myers, R. A. (1986). Maggot therapy for severe skin infections. *Southern Medical Journal*, 79(9), 1153-1155. <https://doi.org/10.1097/00007611-198609000-00029>
- Terterov, S., Taghva, A., MacDougall, M., & Giannotta, S. (2010). Posttraumatic human cerebral myiasis. *World Neurosurgery*, 73(5), 557-559. <https://doi.org/10.1016/j.wneu.2010.01.004>

- Thiemann, A. (2003). Treatment of a deep injection abscess using sterile maggots in a donkey: A case report. *World Wide Wounds*.
<http://www.worldwidewounds.com/2003/november/Thiemann/Donkey-Maggot-therapy.html>
- MedMagLabs. (2021). *Treatment Manual T6: Decision support tool*.
<https://medmaglabs.com/creating-hope-in-conflict-treatment-manual/>
- Turkmen, A., Graham, K., & McGrouther, D.A. (2010). Therapeutic applications of the larvae for wound debridement. *Journal of Plastic, Reconstructive & Aesthetic Surgery*, 63(1), 184-188. <https://doi.org/10.1016/j.bjps.2009.04.025>
- U.S Food & Drug Administration. (s.f). *Establishment Registration & Device Listing*.
<https://www.accessdata.fda.gov/scripts/cdrh/cfdocs/cfr/rl.cfm?lid=9070&lpcd=NQK>
- Uslu, U. (2022). Maggot debridement treatment and its applications in veterinary medicine. En R. Z. Abbas, A. Khan, P. Liu, & M. K. Saleemi (Eds.), *Animal health perspectives* (pp. 154-167). Unique Scientific Publishers.
<https://doi.org/10.47278/book.ahp/2022.20>
- Uslu, U., Ceylan, O., Küçükyavaşlıoğlu, A., & Akdeniz, H. K. (2021). Treatment of a post-operative infected wound of a cat with maggot debridement therapy. *Kafkas Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*, 27(4), 539-542.
<https://doi.org/10.9775/kvfd.2021.25861>
- Uslu, U., Evcı, A., Akdeniz, H. K., & Ceylan, O. (2023). Maggot debridement therapy in an infected wounded dog: A case report. *Ankara Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*, 70(3), 349-352. <https://doi.org/10.33988/auvfd.1041692>
- Valachova, I., Bohova, J., Kozanek, M., Takac, P., & Majtan, J. (2013). *Lucilia sericata* medicinal maggots: A new source of antimicrobial compounds. En *Microbial Pathogens and Strategies for Combating Them: Science, Technology and Education* (pp. 1745-1753). Formatex Research Center.
- Vigani, A., Schnoke, A., & Pozzi, A. (2011). Maggot debridement and leech therapy as treatment of a partial digital amputation injury in a dog. *Wounds*, 23(5), E9-E15.
<https://www.hmpgloballearningnetwork.com/site/wounds/maggot-debridement-and-leech-therapy-treatment-partial-digital-amputation-injury-dog>
- Vikhrev, N. (2007). *Protophormia terraenovae (female) (2)*. Diptera.info.
https://www.diptera.info/photogallery.php?photo_id=2132
- Vogt, W. G., & Woodburn, T. L. (1980). The influence of temperature and moisture on the survival and duration of the egg stage of the Australian sheep blowfly, *Lucilia cuprina* (Wiedemann) (Diptera, Calliphoridae). *Bulletin of Entomological Research*, 70(4), 665-671. <https://doi.org/10.1017/S0007485300007951>
- Von Zuben, C. J., Von Zuben, F. J., & Godoy, W. A. C. (2001). Larval competition for patchy resources in *Chrysomya megacephala* (Dipt., Calliphoridae):

- Implications of the spatial distribution of immatures. *Journal of Applied Entomology*, 125(9-10), 537-541.
<https://doi.org/10.1046/j.1439-0418.2001.00586.x>
- Wall, R. (1993). The reproductive output of the blowfly *Lucilia sericata*. *Journal of Insect Physiology*, 39(9), 743-750.
[https://doi.org/10.1016/0022-1910\(93\)90049-W](https://doi.org/10.1016/0022-1910(93)90049-W)
- Wall, R., French, N., & Morgan, K. L. (1992). Effects of temperature on the development and abundance of the sheep blowfly *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). *Bulletin of Entomological Research*, 82(1), 125-131.
<https://doi.org/10.1017/S0007485300051663>
- Wall, R., Pitts, K. M., & Smith, K. E. (2001). Pre-adult mortality in the blowfly *Lucilia sericata*. *Medical and Veterinary Entomology*, 15(3), 328-334.
<https://doi.org/10.1046/j.0269-283X.2001.00316.x>
- Wall, R., & Wearmouth, V. J. (2002). Reproductive allocation by the blow fly *Lucilia sericata* in response to protein limitation. *Physiological Entomology*, 27(4), 267-274. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3032.2002.00296.x>
- Wang, S., Wang, J., Lv, D., Diao, Y., & Zhang, Z. (2010). Clinical research on the bio-debridement effect of maggot therapy for treatment of chronically infected lesions. *Orthopaedic Surgery*, 2(3), 201-206
- Wardhaugh, K. G., Mahon, R. J., Whitby, W. A., & Van Gerwen, A. C. M. (2008). The relationship between dung quality and oocyte resorption in laboratory and field populations of *Lucilia cuprina*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 126(3), 179-193. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2007.00659.x>
- Warren, J. A., & Anderson, G. S. (2013). Effect of fluctuating temperatures on the development of a forensically important blow fly, *Protophormia terraenovae* (Diptera: Calliphoridae). *Environmental Entomology*, 42(1), 167-172.
<https://doi.org/10.1603/EN12123>
- Wells, J. D. (1991). *Chrysomya megacephala* (Diptera: Calliphoridae) has reached the continental United States: Review of its biology, pest status, and spread around the world. *Journal of Medical Entomology*, 28(3), 471-473.
<https://doi.org/10.1093/jmedent/28.3.471>
- Whitworth, T. L. (2010). Keys to the genera and species of blow flies (Diptera: Calliphoridae) of the West Indies and description of a new species of *Lucilia* Robineau-Desvoidy. *Zootaxa*, 2663(1).
<https://doi.org/10.11646/zootaxa.2663.1.1>
- Whitworth, T. L. (2011). *Taxonomy browser: Lucilia eximia*. Boldsystems.
https://www.boldsystems.org/index.php/Taxbrowser_Taxonpage?taxon=Lucilia%20eximia
- Williams, H., & Richardson, A. M. M. (1983). Life history responses to larval food shortages in four species of necrophagous flies (Diptera: Calliphoridae). *Australian Journal of Ecology*, 8(3), 257-263.

<https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.1983.tb01323.x>

- Williams, K. A., & Villet, M. H. (2014). Morphological identification of *Lucilia sericata*, *Lucilia cuprina* and their hybrids (Diptera, Calliphoridae). *ZooKeys*, 420, 69-85. <https://doi.org/10.3897/zookeys.420.7645>
- Wolff, M. (2010). Los Calliphoridae (Diptera). *Boletín Del Museo Entomológico Fransisco Luís Gallego*, 2(2), 5-10.
- Wolff, H., & Hansson, C. (2005). Rearing larvae of *Lucilia sericata* for chronic ulcer treatment—An improved method. *Acta Dermato-Venereologica*, 85(2), 126-131. <https://doi.org/10.1080/00015550510025533>
- Yeong, Y. S., Wasi Ahmad, N., Santana, R., Noor, I., Hanlim, L., & Azirun, M. (2011). Scanning electron microscopic evaluation of the successful sterilization of *Lucilia cuprina* (Wiedemann) utilized in maggot debridement therapy (MDT). *Tropical Biomedicine*, 28(2), 325-332.
- Yu, H., Han, X., & Quiñones-Pérez, D. (2021). La humanidad enfrenta un desastre: la resistencia antimicrobiana. *Revista Habanera de Ciencias Médicas*, 20(3). <http://scielo.sld.cu/pdf/rhcm/v20n3/1729-519X-rhcm-20-03-e3850.pdf>
- Zabala, J., Díaz, B., & Saloña-Bordas, M. I. (2014). Seasonal blowfly distribution and abundance in fragmented landscapes. Is it useful in forensic inference about where a corpse has been decaying? *PLOS ONE*, 9(6), e99668. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0099668>
- Zhang, B., Numata, H., Mitsui, H., & Goto, S. G. (2008). Short-term cold storage of blowfly *Lucilia sericata* embryos. *Insect Science*, 15(3), 225-228. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7917.2008.00204.x>
- Zhang, B., Numata, H., Mitsui, H., & Goto, S. G. (2009). A simple, heat-sterilizable artificial diet excluding animal-derived ingredients for adult blowfly, *Lucilia sericata*. *Medical and Veterinary Entomology*, 23(4), 443-447. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2915.2009.00835.x>