



MAESTRÍA INTERINSTITUCIONAL  
EN PRODUCCIÓN PECUARIA



Reducción de poblaciones de *Musca domestica*  
en granjas porcinas por *Beauveria bassiana*

Para obtener el título de Maestro en Producción  
Pecuaria

Luis Flores García

Comité tutorial

Director: César Andrés Ángel Sahagún

Tutores:

David Román Sánchez Chiprés

Luis Jorge García Márquez

Irapuato, Gto., Julio de 2018

## Resumen

El objetivo del presente estudio fue evaluar la reducción de poblaciones de *Musca domestica* en granjas porcinas al aplicar el hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana*. Primero se cultivó el hongo en agar Dextrosa Sabouraud para conservarlo, y después se produjo de forma masiva en arroz. Se extrajo del arroz mediante lavado, centrifugado y secado, se determinó su concentración y se almacenó en refrigeración. Las granjas en las que se realizaron los experimentos se encontraban en los municipios de Ocampo, Pueblo Nuevo y Valle de Santiago, en las dos primeras se aplicó el hongo entomopatógeno y la última fue el grupo testigo. En las granjas se preparó una solución de hongo y agua con Tween80 a la concentración de  $1 \times 10^8$  conidios/mL. La solución se asperjó con una motobomba de 14 L de capacidad en cada una de las áreas de la granja. Las primeras cuatro aplicaciones del hongo fueron semanalmente y subsecuentemente cada 15 días; la aplicación del producto químico en la granja de Valle de Santiago fue diariamente. Se colocaron trampas pegajosas para el monitoreo de la población de mosca doméstica, cambiándose en cada visita a las granjas. Los resultados en la granja de Ocampo fueron reducciones de población de *M. domestica* entre 6.35 y 47.88% en el área de reemplazos, 4.59 y 43.08% en el área de gestación, 5.19 y 35.14% en el área de maternidad, 3.30 y 54.77% en el área de destete, y 1.09 y 52.96% en el área de engorda. Los resultados en la granja de Pueblo Nuevo fueron reducciones de población de *M. domestica* de 0.32 y 38.12% en el área de gestación, 3.5 y 65.24% en el área de maternidad, y 8.42 y 48.95% en el área de engorda. Los resultados en la granja de Valle de Santiago fueron reducciones de población de *M. domestica* de 5.45 y 74.86% en el área de destete y 12.73 a 93.64% en el área de engorda. Al comparar el destete y la engorda de Ocampo con el destete y la engorda de Valle de Santiago, la prueba de T de Student demostró que los efectos de tratamiento en ambas granjas fueron iguales ( $t=-1.10$ ,  $Pr=0.2903$  para destetes;  $t=-1.47$ ,  $Pr=0.1588$  para engordas), y con la prueba de medidas repetidas se comprobó que las áreas de Valle eran estadísticamente significativas ( $t=3.46$ ;  $Pr=0.0038$  para destete;  $t=3.48$ ,  $Pr=0.0027$  para engorda) y las de Ocampo no presentaban diferencias ( $t=1.38$ ;  $Pr=0.1890$  para destete;  $t=3.48$ ,  $Pr=0.0027$  para engorda). Comparando la engorda de Valle con la de Pueblo Nuevo, la prueba de T de Student demostró que los efectos de tratamiento en ambas granjas fueron iguales ( $t=-1.33$ ,  $Pr=0.2016$ ), mientras que con la prueba de medidas repetidas se demostró que la engorda de Valle era estadísticamente significativa ( $t=4.68$ ,  $Pr=0.0002$ ) y la de Pueblo Nuevo no presentaba diferencias ( $t=2.61$ ,  $P=0.0184$ ). Esto indica que las poblaciones de mosca en las granjas de Ocampo y Pueblo Nuevo se mantuvieron sin cambios con la aplicación del hongo. Se concluye que *B. bassiana* reduce las poblaciones de mosca doméstica en las granjas porcinas.

## Abstract

The goal of this study was evaluate the reduction of *Musca domestica* population in pig farms with the entomopathogenic fungus *Beauveria bassiana*. First the fungus was cultivated in Dextrose Saboraud Agar, and later produced by mass way in rice. After, it harvested from the rice by washing, centrifuging and drying, the concentration was determined, and it kept in refrigeration. The farms where the experiment was made were in the municipalities Ocampo, Pueblo Nuevo and Valle de Santiago, Ocampo and Pueblo Nuevo were applicated with fungi and Valle was the witness. In the farms a solution of conidia and water with Tween80 was prepared to the desired concentration,  $1 \times 10^8$  conidia/mL. The solution was dispersed with a 14 L motor sprayer in each farm area. The fungus application was the first weekly (four) and subsequently biweekly and the chemical product applications in Valle farm were daily. Sticky traps were put for house fly population monitoring, changing them in a new visit. The results in Ocampo farm was reduction of *M. domestica* population between 6.35 and 47.88% in replacement area, 4.59 and 43.08% in gestation area, 5.19 and 35.14% in farrowing area, 3.30 and 54.77% in weaning area, and 1.09 and 52.96% in fattening area. The results in Pueblo Nuevo farm was reduction of *M. domestica* population between 0.32 and 38.12% in gestation area, 3.5 and 65.24% in farrowing area, and 8.42 and 48.95% in fattening area. The results in Valle farm was reduction of *M. domestica* population between 5.45 and 74.86% in weaning area, and 12.73 and 93.64% in fattening area. In the comparation between Ocampo's and Valle's weaning and fattening areas, the T Student test proved that treatment effects in both farms are equal ( $t=-1.10$ ,  $Pr=0.2903$  for weaning areas;  $t=-1.47$ ,  $Pr=0.1588$  for fattening areas), and the repeated measures test proved that Valle areas are statistically significant ( $t=3.46$ ;  $Pr= 0.0038$  for weaning area;  $t=3.48$ ,  $Pr=0.0027$  for fattening area) and Ocampo areas didn't have differences ( $t=1.38$ ;  $Pr=0.1890$  for weaning area;  $t=3.48$ ,  $Pr=0.0027$  for fattening area). In the comparation between Valle's and Pueblo Nuevo's fattening areas, the T Student test proved that treatments effects in both farms are equal ( $t=-1.33$ ,  $Pr=0.2016$ ), and the repeated measures test proved that Valle's fattening area was statistically significant ( $t=4.68$ ,  $Pr=0.0002$ ) and Pueblo Nuevo's fattening area didn't have differences ( $t=2.61$ ,  $P=0.0184$ ). This indicates that *M. domestica* population didn't have changes where the fungus was applicated. In conclusion, *B. bassiana* reduces the *M. domestica* population in pig farms.

## **Agradecimientos**

A mi familia, por haber apoyado todas las decisiones a lo largo de estos años y estar ahí en todos los momentos, ya sean buenos o malos.

A mis maestros, por haberme ayudado en mi formación académica.

A mis compañeros de laboratorio y maestría, por haber hecho de estos dos años una grata convivencia

A la Unión Ganadera Regional de Porcicultores de Guanajuato, por haber brindado el apoyo de las granjas a este experimento.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico brindado para mis estudios y este proyecto.

A la Fundación Guanajuato Produce por el apoyo económico a las visitas de las granjas.

## Índice

<b>Resumen.....</b>	<b>i</b>
<b>Abstract.....</b>	<b>ii</b>
<b>Agradecimientos.....</b>	<b>iii</b>
<b>Índice de figuras.....</b>	<b>viii</b>
<b>Índice de cuadros.....</b>	<b>xii</b>
1. Introducción.....	1
2. Hipótesis.....	3
3. Objetivo general.....	3
4. Revisión de literatura.....	4
4.1 Situación del cerdo.....	4
4.1.1 En el mundo.....	4
4.1.2 En México.....	4
4.2 Sistemas de producción porcina.....	5
4.2.1 Extensivo.....	5
4.2.2 Intensivo.....	6
4.2.3 Semiintensivo.....	7
4.2.4 Traspatio.....	8
4.2.5 Desventajas de los sistemas de producción.....	9
4.3 Problemas de la producción porcina.....	9
4.3.1 Sanitarios.....	10
4.3.1.1 Virales.....	10

4.3.1.2 Bacterianos.....	11
4.3.1.3 Parasitarios.....	12
4.4 La mosca en las granjas porcinas.....	13
4.4.1 Ciclo biológico.....	14
4.4.2 Aspectos benéficos de la mosca.....	17
4.5 Estrategias del control de la mosca.....	18
4.5.1 Métodos físicos.....	18
4.5.2 Métodos químicos.....	19
4.5.2.1 Familias de productos químicos.....	19
4.5.2.2 Farmacodinámica.....	21
4.6 Métodos de control biológico.....	21
4.6.1 Insectos.....	21
4.6.1.1 Parasitoides.....	21
4.6.1.1.1 Características.....	22
4.6.1.1.2 Ciclo biológico.....	22
4.6.1.2 Depredadores.....	23
4.6.1.2.1 Características.....	23
4.6.1.2.2 Ciclo biológico.....	24
4.6.2 Nematodos.....	24
4.6.2.1 Características.....	25
4.6.2.1 Ciclo biológico.....	25
4.6.3 Bacterias.....	26

4.6.3.1 Características.....	27
4.6.3.2 Ciclo biológico.....	27
4.6.4 Hongos.....	29
4.6.4.1 Características.....	29
4.6.4.2 Especies más importantes.....	30
4.6.4.3 Ciclo biológico.....	30
4.6.4.4 Daño mecánico a insectos.....	32
4.6.4.5 Daño enzimático a insectos.....	32
4.7 Sistema inmunológico de insectos.....	32
4.7.1 Respuesta inmune contra hongos.....	33
4.8 Uso de hongos en el control biológico.....	34
4.8.1 Bioensayos sobre garrapatas.....	35
4.8.2 Moscas hematófagas.....	36
4.8.3 Mosca doméstica.....	36
4.8.3.1 Estudios en laboratorio.....	36
4.8.3.2 Estudios en campo.....	37
5. Materiales y métodos.....	38
5.1 Hongo entomopatógeno.....	38
5.2 Producción del hongo de manera masiva.....	39
5.3 Recuperación de los conidios.....	43
5.4 Determinación de la concentración del polvo de hongos entomopatógenos.....	52

5.5 Aspersión del hongo en granjas.....	53
5.6 Análisis estadístico.....	65
5.6.1 Evaluación de campo.....	55
6. Resultados.....	56
7. Discusión.....	66
8. Conclusiones.....	71
9. Literatura citada.....	72



## Índice de figuras

Figura 1. Distribución de los cerdos domésticos a nivel mundial.....	4
Figura 2. Distribución de los cerdos domésticos en México.....	5
Figura 3. Cerdos en sistema extensivo.....	6
Figura 4. Cerdos en sistema intensivo.....	7
Figura 5. Cerdos en sistema semiintensivo.....	8
Figura 6. Cerdos en sistema de traspatio.....	8
Figura 7. Huevos de <i>M. domestica</i> .....	15
Figura 8. Larvas de <i>M. domestica</i> .....	16
Figura 9. Pupas de <i>M. domestica</i> .....	16
Figura 10. Ciclo de vida de los parasitoides.....	23
Figura 11. Ciclo de vida de un depredador (escarabajo).....	24
Figura 12. Ciclo biológico de los nematodos entomopatógenos.....	26
Figura 13. Proceso de esporulación de <i>B. thuringiensis</i> .....	28
Figura 14. Proceso de acción de las esporas y cristales de <i>B. thuringiensis</i> dentro de un insecto.....	29
Figura 15. Conidióforos y conidios de <i>M. anisopliae</i> (izquierda) y <i>B. bassiana</i> (derecha).....	30
Figura 16. Ciclo biológico de los hongos entomopatógenos.....	31
Figura 17. <i>B. bassiana</i> , cepa 6, de 21 días de crecimiento cultivado en agar Dextrosa Saboraud.....	38
Figura 18. Obtención de conidios de <i>B. bassiana</i> , cepa 6, sembrado en tubos	

con agar Dextrosa Saboraud, con ayuda de un asa bacteriológica y agua con Tween estéril.....	39
Figura 19. Arroz lavado con agua para eliminar la mayor cantidad de polvo posible y facilitar la desinfección con cloranfenicol.....	40
Figura 20. Preparación de solución de cloranfenicol, disolviendo el contenido de las cápsulas en un recipiente con 250 mL de agua.....	40
Figura 21. Remojado del arroz en agua con cloranfenicol durante media hora para impedir crecimientos bacterianos.....	41
Figura 22. Matraz con solución de agua con Tween y conidios de <i>B. bassiana</i> cepa 6 y al fondo bolsas de arroz estéril, todo ello en una campana de flujo laminar.....	42
Figura 23. Inoculación del arroz estéril con la solución de conidios de <i>B. bassiana</i> cepa 6 en una campana de flujo laminar.....	42
Figura 24. Almacenamiento de las bolsas de arroz inoculadas con conidios de <i>B. bassiana</i> cepa 6 en un lugar fresco y oscuro para permitir el crecimiento óptimo del hongo.....	43
Figura 25. Preparación de suficiente agua con Tween para el lavado de las bolsas de arroz.....	44
Figura 26. Bolsas de arroz con <i>B. bassiana</i> cepa 6, las cuales cumplieron 21 días desde que se les inoculó el hongo.....	44
Figura 27. Lavado de las bolsas de arroz con 500 mL de agua con Tween por bolsa para separar los conidios del arroz.....	45

Figura 28. Filtro grueso para impedir el paso de granos de arroz y otras partículas de grosor grande.....	45
Figura 29. Filtro fino para impedir el paso de partículas finas como fragmentos de arroz y polvo.....	46
Figura 30. A la izquierda líquido que ya pasó por ambos filtros y envase para centrífuga Thermo Scientific® lleno de líquido a la derecha.....	46
Figura 31. Pesado de los envases Thermo Scientific® en una balanza granataria.....	47
Figura 32. Balanceo del peso de los envases Thermo Scientific® con ayuda de una pipeta de transferencia de 5 mL.....	47
Figura 33. Envases Thermo Scientific® antes de ser centrifugados, los cuatro con el mismo peso para evitar un desbalanceo en la centrífuga.....	48
Figura 34. Centrifugado de los envases Thermo Scientific® para separar los conidios del líquido.....	48
Figura 35. Envases Thermo Scientific® después de ser centrifugados y el líquido amarillo (sobrenadante) volvió a ser empleado en el lavado de más bolsas.....	49
Figura 36. Formación de sedimento en el envase Thermo Scientific® después de la primera lavada y el primer centrifugado.....	49
Figura 37. Formación de múltiples capas de sedimento después de varios lavados y centrifugados en el envase.....	50
Figura 38. Extracción del sedimento de los envases Thermo Scientific® y su	

extensión en una charola de plástico poco profunda.....	50
Figura 39. Secado del sedimento en una campana de flujo laminar por una semana.....	51
Figura 40. Triturado del sedimento con ayuda de un mortero y un tamiz fino en una campana de flujo laminar.....	51
Figura 41. Preparación de solución de polvo de conidios de <i>B. bassiana</i> cepa 6 y agua con Tween80 al 0.1%, la cual se está agitando para impedir la formación de grumos y que permita un conteo de conidios adecuado.....	52
Figura 42. Almacenamiento del polvo en un envase con tapa, el cual fue al refrigerado a 4°C.....	53

## Índice de cuadros

Cuadro 1. Familias de insecticidas más usadas contra <i>M. domestica</i> .....	20
Cuadro 2. Características (de medidas y población animal) de las granjas usadas en el experimento.....	54
Cuadro 3. Características de población de las granjas usadas en el experimento.....	54
Cuadro 4. Porcentajes de disminución poblacional de <i>M. domestica</i> obtenidos de la granja de Ocampo, tratada con <i>B. bassiana</i> (Bb6).....	57
Cuadro 5. Porcentajes de disminución poblacional de <i>M. domestica</i> obtenidos de la granja de Pueblo Nuevo, tratada con <i>B. bassiana</i> (Bb6).....	59
Cuadro 6. Porcentajes de disminución poblacional de <i>M. domestica</i> obtenidos de la granja de Valle de Santiago, tratada con thiametoxam.....	60
Cuadro 7. Comparación de los porcentajes de disminución poblacional entre los destetes de la granja de Ocampo (tratada con <i>B. bassiana</i> (cepa Bb6)) y la de Valle de Santiago (tratada con thiametoxam).....	62
Cuadro 8. Comparación de los porcentajes de disminución poblacional entre las engordas de la granja de Ocampo (tratada con <i>B. bassiana</i> (cepa Bb6)) y la de Valle de Santiago (tratada con thiametoxam).....	63
Cuadro 9. Comparación de los porcentajes de disminución poblacional entre las engordas de la granja de Pueblo Nuevo (tratada con <i>B. bassiana</i> (cepa Bb6)) y la de Valle de Santiago (tratada con thiametoxam).....	64

## 1. Introducción

La carne roja más consumida por las personas en el mundo es la de cerdo. En el mundo existen más de mil millones de cerdos, los cuales producen más de cien millones de toneladas de carne; China es el país con la mayor población, con cerca de quinientos millones de animales y una producción de casi cincuenta millones de toneladas (FAO, 2017). En México hay más de quince millones de cerdos, que producen cerca de un millón trescientas mil toneladas de carne (SIAP, 2014).

Los principales problemas que enfrenta la porcicultura han sido los económicos y los de bioseguridad. El sistema globalizado permite mover animales y sus productos a través de países; así, las enfermedades pueden propagarse, y numerosos organismos pueden ser potenciales transmisores de éstos (Gómez Tenorio *et al.*, 2012).

La mosca doméstica (*Musca domestica*) es un insecto de la familia Diptera y es un importante transmisor de patógenos, tanto para humanos como para animales (Akiner y Caglar, 2005).

Se ha combatido las poblaciones de moscas con medios físicos como las trampas pegajosas y de luz (Díclaro II *et al.*, 2012; Genden *et al.*, 2009) y con productos químicos. En éstos últimos han destacado los usos de pesticidas, aunque la mosca ha desarrollado resistencia, tanto las larvas como los adultos (Akiner y Caglar, 2005; Khan *et al.*, 2015; Kristensen y Jespersen, 2003). Sin embargo, estos métodos resultan costosos a largo plazo, y su efectividad va disminuyendo con el tiempo si se usa constantemente el mismo producto, por lo anterior, se ha optado por la alternativa del control como el biológico.

El control biológico es el más adecuado para combatir las plagas, debido a la especificidad de los biológicos utilizados. Se han usado insectos (Burgess IV y King, 2015), nematodos (Georgis *et al.*, 2005) y bacterias (Tokpha *et al.*, 2016) para combatir algunas plagas, aunque los más específicos son los hongos entomopatógenos.

El uso de hongos entomopatógenos para combatir plagas se ha utilizado contra diferentes especies en el área pecuaria, sobre todo con garrapatas (Rot

*et al.*, 2012) y moscas (Mishra *et al.*, 2011), ya que éstas son transmisores de patógenos para los animales y humanos. Los hongos más utilizados son *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*, debido a su rápida germinación, constante producción, alta especificidad y rápida diseminación en el ambiente (Faria *et al.*, 2014). Los dos han demostrado resultados satisfactorios en los experimentos de laboratorio, matando tanto a larvas como adultos de *M. domestica* (Mwamburi *et al.*, 2010; Torriello *et al.*, 2008; Mishra *et al.*, 2011).

Los estudios previos han demostrado que concentraciones de *B. bassiana* de  $10^8$  conidios/mL son efectivas para lograr el efecto insecticida bajo condiciones controladas de laboratorio dando lugar a un 90% de mortalidad de los adultos de *M. domestica* (Mwamburi *et al.*, 2010). De igual manera, *M. anisopliae* es patógeno contra pupas de *Tenebrio molitor*, logrando infectar a 100% de ellas con la misma concentración de conidios y con ambientes experimentales similares (Torriello *et al.*, 2008). Al comparar ambas especies de hongos contra *M. domestica*, se encontró que *B. bassiana* tiene resultados sobresalientes contra adultos, mientras que *M. anisopliae* es efectivo contra larvas (Mishra *et al.*, 2011).

Debido a la escasez de estudios que demuestren resultados en las granjas de cerdos, la porcicultura no se ha podido beneficiar a largo plazo, con la reducción en el uso de pesticidas y el aumento de la productividad de las explotaciones. Además, con el poco uso de químicos, los productores tienen la posibilidad de entrar en el mercado de los productos orgánicos, los cuales aumentan su consumo sobre todo en países desarrollados y a donde México exporta carne de cerdo, ya que son comercializados con un sobreprecio. El objetivo del presente estudio fue evaluar la reducción de poblaciones de *M. domestica* en granjas porcinas por *B. bassiana*

## **2. Hipótesis**

*Beauveria bassiana* reduce poblaciones de *Musca domestica* en granjas porcinas.

## **3. Objetivo general**

Evaluar la reducción de poblaciones de *Musca domestica* en granjas porcinas por *Beauveria bassiana*.

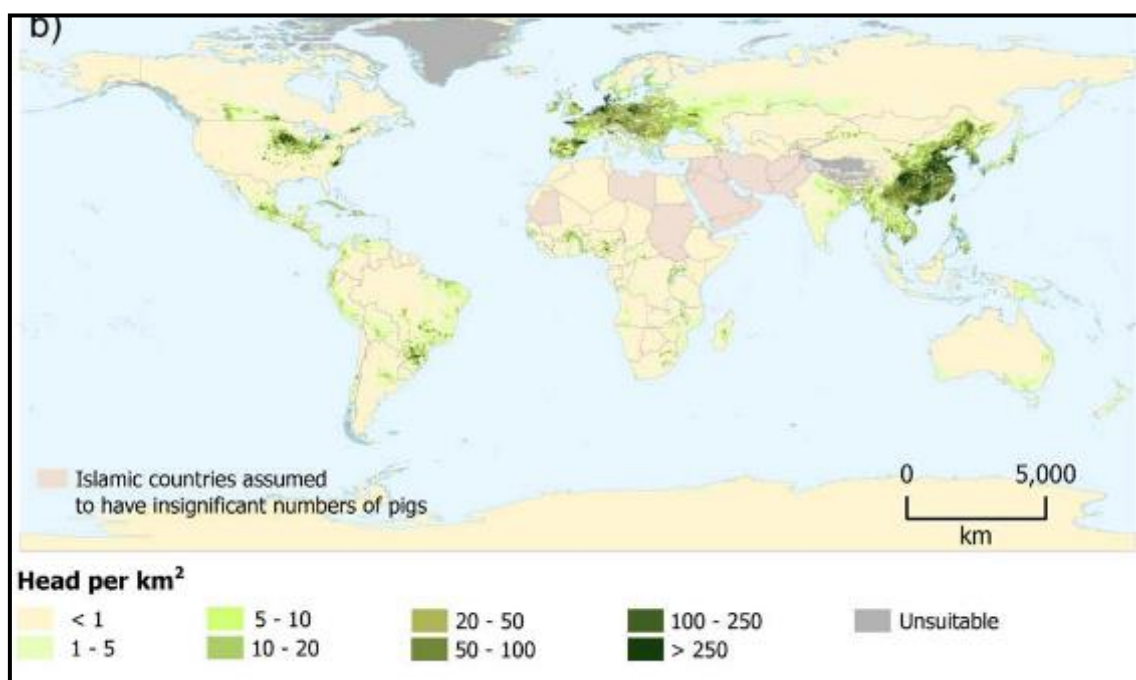


## 4. Revisión de literatura

### 4.1 Situación del cerdo

#### 4.1.1 En el mundo

En el mundo hay aproximadamente 769,192,000 cerdos; del total de la población, China tiene la mayor cantidad con cerca de 435,040,000 animales; la carne de cerdo es la segunda más consumida del mundo y globalmente se producen 110,928,000 toneladas, siendo China el mayor productor, aportando 53,400,000 (USDA-FAS, 2017; Robinson *et al.*, 2014).



**Figura 1. Distribución de los cerdos domésticos a nivel mundial (cabezas por km<sup>2</sup>) (Robinson *et al.*, 2014)**

#### 4.1.2 En México

México tiene un inventario de aproximadamente 17,465,005 animales, además de una producción cárnica de 1,441,851 toneladas de carne (SIAP, 2017).

Los mayores productores de cerdo en el país son Jalisco con 301,148 toneladas, Sonora con 261,757, Puebla con 165,563, Yucatán con 138,917, Veracruz con 129,665, Guanajuato con 113,522, y Michoacán con 44,394. El resto del país aporta 286,885 toneladas a la producción nacional (SIAP, 2017).



**Figura 2. Distribución de los cerdos domésticos en México (miles de cabezas) (SIAP, 2014)**

## **4.2 Sistemas de producción porcina**

Sin importar el lugar del mundo se reconocen cuatro sistemas de producción porcina: intensivo, semi intensivo, extensivo y de traspatio o familiar (Beyli *et al.*, 2012; Saavedra *et al.*, 2004). Los sistemas intensivos son los que más producen debido al número de animales alojados, a las instalaciones y el manejo a lo largo de la cría del cerdo (Beyli *et al.*, 2012; Saavedra *et al.*, 2004).

### **4.2.1 Extensivo**

Aquí, los cerdos están al aire libre, encerrados en corrales de gran superficie de tierra y pasto, con comederos y bebederos dispuestos en el interior de las instalaciones. El manejo de excretas es mínimo y el control de plagas no es muy rígido. La alimentación se basa en concentrados, además de lo que puedan encontrar los animales en los cercos. Este tipo de explotación de da en los países del sur, sobre todo Argentina y Uruguay (Beyli *et al.*, 2012)



**Figura 3. Cerdos en sistema extensivo (Beyli *et al.*, 2012)**

#### **4.2.2 Intensivo**

Los animales están confinados en instalaciones especializadas, las cuales dependen en diseño y construcción de la etapa productiva del animal. La alimentación sólo es con alimento balanceado que está formulado para cada edad del cerdo. Aquí, debido a la alta densidad poblacional, la cantidad de excretas es mayor, por lo que se debe tener un manejo de ellas más estricto. Además, el control de plagas debe hacerse más presente, sobre todo porque muchas de ellas, en especial las moscas, son transmisores de enfermedades de alta repercusión económica (Beyli *et al.*, 2012; Saavedra *et al.*, 2004).



**Figura 4. Cerdos en sistema intensivo (Saavedra *et al.*, 2004)**

#### **4.2.3 Semiintensivo**

Los animales están confinados en instalaciones diseñadas para el fin, pero éstas no cuentan con la especialización de los sistemas tecnificados, por ejemplo, la alimentación y la limpieza aún requieren de fuerza humana para efectuarse. Las normas de bioseguridad no son tan rígidas, hay un manejo de excretas muy simple y el alimento usado suele ser comercial, sin que cubra las necesidades nutrimentales de los animales (SAGARPA, 1998).





**Figura 5. Cerdos en sistema semiintensivo (SAGARPA, 1998).**

#### **4.2.4 Traspatio**

Los animales viven en pequeñas instalaciones en las viviendas de sus dueños. No cuentan con un adecuado sistema de bioseguridad, por lo que están constantemente expuestos a las enfermedades. La alimentación se basa en sobras de comida, y con poca frecuencia se les ofrece alimento comercial. El objetivo de este sistema es usar al cerdo como un “colchón económico” (SAGARPA, 1998).



**Figura 6. Cerdos en sistema de traspatio (SAGARPA, 1998).**

#### **4.2.5 Desventajas de los sistemas de producción**

En los sistemas de producción extensivos siempre se tiene la falta de control del medio ambiente, por lo que los animales siempre están expuestos a cambios de temperatura extremos. Además, el libre acceso alimenticio que ofrecen los corrales abiertos y las praderas hace que los animales corran un mayor riesgo de contraer parásitos o intoxicarse con alguna planta o animal, y los cerdos tardan un poco más en alcanzar su peso al mercado (Beyli *et al.*, 2012).

Si bien en los sistemas de producción intensivos se tiene un mayor control sobre el medio ambiente, el hacinamiento de los animales hace que sean más propensos al estrés y a las enfermedades, y cuando éstas surgen tienen una morbilidad bastante alta. Los controles automáticos de temperatura y alimentación deben ser monitoreados con regularidad, y las entradas a las instalaciones lo más restringidas posibles (Saavedra *et al.*, 2004).

Los sistemas de producción semiintensivo presentan mayormente problemas de hacinamiento, con lo cual se desencadenan el estrés y las enfermedades. Además, se requiere de trabajo humano para las tareas como la alimentación y el control del ambiente de las instalaciones. El sistema de producción de traspatio tiene como inconveniente la exposición al medio ambiente, las instalaciones poco adecuadas y la constante presencia de olores y moscas, los cuales son desagradables para la mayoría de la población (SAGARPA, 1998).

#### **4.3. Problemas de la producción porcina**

La producción porcina en México, al igual que el resto de la producción agropecuaria, enfrenta distintas situaciones adversas. Algunas de ellas son referentes en cuanto al comercio internacional, las políticas que rigen a la producción y la bioseguridad nacional (Gómez-Tenorio *et al.*, 2012).

La principal vía de comercio internacional de México es el Tratado de Libre Comercio de América del Norte (TLCAN) y ha modificado las formas de pensar y actuar de varias actividades económicas en México. Para la porcicultura mexicana fue un incentivo, ya que reflejó los defectos de la producción. Actualmente ha mejorado ciertos aspectos, pero sigue habiendo falta de

competitividad interna, además de que el esquema productivo y político no es igual en las tres naciones que forman parte del tratado (Tinoco-Jaramillo, 2004; Díaz-Bautista, 2003).

Gracias a esta apertura del mercado, la bioseguridad debe aumentar, ya que las enfermedades encontraron un libre tránsito entre regiones y países. Tanto Estado Unidos y México comparten enfermedades del ganado porcino, pero ambos tienen campañas de erradicación, además de que se pone especial atención en desarrollar tratamientos contra el virus de Síndrome Respiratorio y Reproductivo Porcino (PRRS) y la neumonía enzoótica porcina. Y de manera nacional, los productores deben poner atención a la inmunización de la pía y al control de plagas (Gómez-Tenorio *et al.*, 2012).

#### **4.3.1 Problemas sanitarios**

Los principales problemas de índole sanitario que enfrenta el sector porcino en México son los virales, los bacterianos y, en una medida muy reducida, los parasitarios (Gómez-Tenorio *et al.*, 2012)

##### **4.3.1.1 Problemas virales**

El virus del síndrome respiratorio y reproductivo porcino (PRRS), es el patógeno viral que más daño causa en la industria porcina, pues afecta tanto a las etapas reproductivas (anorexia, fiebre, cianosis, abortos, lechones momificados y días abiertos muy variables) como a las de crecimiento (tamaño reducido y predisposición alta a enfermedades respiratorias). Tan sólo en Estados Unidos provoca pérdidas de 560 millones de dólares al año (Loera-Muro *et al.*, 2014; Holtkamp *et al.*, 2013). Este virus puede ser transmitido de forma directa a través de los fluidos corporales (saliva, sangre, semen) o indirecta a través de fómites o artrópodos como los mosquitos y las moscas (Otake *et al.*, 2004).

Otro problema viral importante es la influenza A H1N1. El virus necrosa los pulmones, ocasionando una neumonía broncopurulenta y puede ser el origen del síndrome respiratorio porcino. Además, provoca fiebre alta, letargia, pérdida de apetito, respiración abdominal y tos. En los Estados Unidos causa pérdidas económicas en maternidad, destete y engorda de 1.65, 1.62 y 3.37 dólares por cerdo afectado por granja afectada (Vincent *et al.*, 2017; Holtkamp *et al.*, 2007).

Su transmisión puede darse de forma directa (saliva) o indirecta a través de fómites o mediante vectores como las aves y las moscas (Cho y Dee, 2006; Steel *et al.*, 2010).

El circovirus tipo 2 es otro problema que afecta a la producción porcina. Este virus invade y destruye los tejidos de los nódulos linfáticos y el timo, impidiendo una correcta maduración de las células inmunitarias. Con lo cual provoca debilidad, enfermedades respiratorias (neumonía intersticial), ictericia, enteritis, inflamación de los nódulos linfáticos, nefritis y hepatitis. Causa pérdidas económicas de 17.93 dólares por cerdo en Europa (Darwich y Mateu, 2012; Tucker y Donadeu, 2006). Se transmite de manera directa a través de las heces y la saliva, o de manera indirecta por fómites, aves, roedores y artrópodos como las moscas (Blunt *et al.*, 2011).

Un virus que ha causado de manera reciente un impacto muy fuerte a la industria porcina es el de la diarrea epidémica porcina. Ésta provoca anorexia, vómitos, deshidratación y diarrea amarillenta y acuosa, principalmente en lechones. En las cerdas, su rendimiento productivo disminuye, al destetar menos lechones y más delgados. En México, esta enfermedad causa pérdidas anuales de 80,152,671 dólares (Furutani *et al.*, 2017; Herrera-Martín del Campo, 2014). Su transmisión es de manera directa con heces y vísceras contaminadas, o indirecta con fómites o vectores como las moscas (Lee, 2015).

#### **4.3.1.2 Problemas bacterianos**

El principal agente bacteriano que afecta a los cerdos es *Mycoplasma hyopneumoniae*. Esta bacteria coloniza las células epiteliales del tracto respiratorio, por lo que abre la puerta a infecciones secundarias. Comúnmente, *M. hyopneumoniae* está asociado a otros patógenos, como el virus de PRRS o circovirus tipo 2. Además, causa pérdidas económicas de 5.82 dólares por cerdo afectado, pero si se encuentra con PRRS las pérdidas aumentan a 6.69 dólares (Chae, 2015; Simionatto *et al.*, 2013; Holtkamp *et al.*, 2007). El agente se trasmite a través de los fluidos oro-nasales, calostro y leche, y en menor medida por fómites y artrópodos como las moscas (Pieters *et al.*, 2016)



Otro problema de tipo bacteriano son las diarreas en lechones. Un agente etiológico que la provoca es *Escherichia coli*. Ésta afecta a tres grupos de lechones: de 3 días de edad, de 4 semanas, y los de 7-10 días postdestete. La bacteria se adhiere a las células epiteliales con su pili, y secreta enterotoxinas que provocan cambios bioquímicos en el lumen intestinal. Los primeros signos son apatía y diarrea amarillenta, seguidos de deshidratación, adelgazamiento y pelo hirsuto. La zona perianal está demasiado húmeda y cubierta de heces pastosas y amarillentas. Puede provocar la muerte en menos de 12-24 horas y puede afectar hasta el 70% de las camadas de una caseta (Chan *et al.*, 2013; Cooper, 2000). La bacteria puede adquirirse de forma directa a través de alimentos contaminados con heces, o indirecta con fómites y artrópodos de hábitos coprófagos, como las moscas (Sasaki *et al.*, 2000).

*Clostridium perfringens* es otra bacteria que causa diarreas en lechones, en especial los que tienen una semana de edad, aunque también llega a afectar a los de un mes de vida. La bacteria coloniza las células epiteliales y la lámina basal y secreta exotoxinas que causan necrosis. El signo más característico es una diarrea acuosa y amarillenta, con trazas de sangre. Después de unas horas, las heces se vuelven sanguinolentas y los animales pueden morir en un transcurso de pocas horas a dos días (Chan *et al.*, 2013; Cooper, 2000). La bacteria puede llegar a infectar a los animales por contacto directo con las heces contaminadas o a través de fómites y las moscas (Ngamwongsatit *et al.*, 2015).

#### **4.3.1.3 Problemas parasitarios**

Las modernas instalaciones que usa la producción porcina, además de las medidas de bioseguridad e higiene, hacen de los parásitos un problema menor. Pero donde no se tienen las instalaciones adecuadas pueden presentarse, tanto ectoparásitos como endoparásitos, sobre todo en sistemas de traspatio y extensivos (Chilundo *et al.*, 2017; Boes *et al.*, 2010).

El parásito más común en instalaciones poco higiénicas es el cisticerco, el cual es la fase intermedia de *Taenia solium*. El cerdo ingiere las excretas humanas que contienen huevos. Una vez en el cerdo, migra a los músculos de mayor actividad, como la lengua y los miembros anteriores. El parásito no ocasiona daños considerables en el cerdo, ni afecta su productividad (Chilundo

*et al.*, 2017; Dorny *et al.*, 2017). Es frecuente que este parásito lo adquieran los animales al estar en contacto con las heces humanas, o su alimento haya sido contaminado, aunque también las moscas pueden acarrear los huevos en su exoesqueleto (Trevisan *et al.*, 2017)

Otro parásito que se encuentra en el cerdo, y sobre todo en instalaciones de tipo extensivo y traspatio, es el nematodo *Ascaris suum*. Los adultos viven en los intestinos, liberando sus huevos a través de las heces del animal. Una vez que el cerdo ingiere los huevos, las larvas migran a través de la mucosa intestinal, el hígado, los pulmones, la laringe y finalmente se establecen en el intestino. Si bien migra a través de diferentes tejidos, las larvas no ocasionan daños considerables, ni los adultos obstaculizan el crecimiento o la conversión alimenticia del cerdo (Boes *et al.*, 2017). El parásito llega al cerdo a través de alimento contaminado con huevos, e incluso las moscas pueden llegar a transportarlos en su exterior (Förster *et al.*, 2009).

La coccidiosis es otra afección parasítica que ataca al cerdo, en especial a los lechones de 5 a 15 días de edad en instalaciones de poca higiene. *Isospora suis* es el responsable de las infestaciones de este tipo. El parásito llega al animal a través de la ingestión de heces contaminadas con ooquistes. Éstos eclosionan en el intestino e invaden los enterocitos apicales. Esto provoca una mala absorción de los nutrientes, con lo que conlleva a una pérdida rápida de peso, deshidratación, debilidad y una diarrea que va desde verde acuosa a amarillo pastosa (Cooper, 2000). Los animales pueden llegar a infestarse directamente al tener contacto con las heces que presentan ooquistes, o de manera indirecta a través de fómites y fauna nociva como los roedores y las moscas (Quiles *et al.*, 2007).

#### **4.4. La mosca en las granjas porcinas**

La mosca doméstica (*Musca doméstica*) es un insecto de la familia Diptera, la cual abarca una amplia gama de insectos voladores cuya característica principal es que tienen dos pares de alas membranosas (Iqbar *et al.*, 2014).

La mosca se originó en las estepas de Asia central, pero actualmente habita en todo el mundo, ocupando una amplia variedad de climas y ambientes

y es un importante transmisor de patógenos, tanto para humanos como para animales (Akiner y Caglar, 2005; Sanchez-Arroyo y Capinera, 2014).

La *M. domestica* es uno de los transmisores de patógenos más importante, debido a sus hábitos. Vive en cualquier parte, en especial cerca del hombre y de los animales, además de que sus fases de huevo, pupa y larva se desarrollan en excremento y materia orgánica descompuesta (García-Munguía *et al.*, 2015).

En las granjas porcinas, este insecto es considerado una plaga, además de su condición de transmisor de patógenos, y es sumamente molesta para los animales (Saavaedra *et al.*, 2004; Bangerter *et al.*, 2016).

Las moscas presentan un gran problema económico, ya que pueden llegar a influir en el 10% de las pérdidas monetarias de una granja. En caso de ser atacadas, un productor puede ahorrarse la cantidad equivalente a 15,000 euros por año en una nave de 1,500 cerdos (Sievert, 2015).

Algunos patógenos transmitidos por moscas son *Vibrio* spp., *Salmonella* spp., *Shigella* spp., virus de la gastroenteritis transmisibile, virus del Aujeszky, *Chlamydia* spp., huevos de *Ascaris* spp., *Trichura* spp. y *Ancylostoma* spp., virus de la fiebre aftosa, virus del PRRS, virus de la influenza, circovirus tipo 2, *Mycobacterium* spp. y *Bacillus anthracis* (Nazni *et al.*, 2013; Förster *et al.*, 2009; Blunt *et al.*, 2011; Schlapbach, 2007; Fischer *et al.*, 2001).

También se ha encontrado que la mosca hematófaga *Stomoxys calcitrans* puede transmitir el virus del PRRS (Rochon *et al.*, 2015).

#### **4.4.1 Ciclo biológico**

El ciclo de vida de la mosca depende mucho de la temperatura y la cantidad de alimentos. En condiciones estivales, una pareja de moscas puede producir de 10 a 12 generaciones o 191 trillones 010 billones crías a lo largo de su ciclo de vida. La mosca tiene una metamorfosis completa, en la cual se pueden distinguir las etapas de huevo, larva, pupa y adulto (Iqbal *et al.*, 2014; Sanchez-Arroyo y Capinera, 2014).

Las hembras depositan 500 en un periodo de cuatro días, los cuales se dividen en puestas de 175 a 200 huevos, y son puestos de 4 a 20 días después de la

copulación. Éstos son de color blanco, miden 1.2 mm y son puestos en grupos pequeños. La producción de huevos depende del tamaño de la hembra, pero también influye la temperatura y los números máximos de puesta se dan entre los 25 a 30°C (Iqbal *et al.*, 2014; Sanchez-Arroyo y Capinera, 2014).



**Figura 7. Huevos de *M. domestica***

Las larvas salen 20 horas después de que los huevos fueron puestos. Son de color blanco y miden de 3 a 9 mm. Tienen forma cilíndrica y la cabeza puntiaguda, con dos ganchos negros. Pasan por tres estadios y alcanzan un tamaño de 7 a 12 mm, en un periodo de 4 a 13 días a una temperatura de 17 a 32°C, pero a temperaturas de 12 a 17°C tardan de 14 a 30 días. Los sustratos ricos en nutrientes, como el estiércol, son excelentes para el desarrollo de las larvas. Cuando las larvas completan su desarrollo, buscan un lugar seco y fresco para su transformación (Iqbal *et al.*, 2014; Sanchez-Arroyo y Capinera, 2014).



**Figura 8. Larvas de *M. domestica***

La pupa mide 8 mm de longitud, y se forma con la piel del último estado larval, pasando por diferentes colores que indica la madurez de la pupa (amarillo, café, rojo y negro). La forma difiere un poco de las larvas, ya que ambos extremos son redondos. Completan su desarrollo de 2 a 6 días a una temperatura de 32 a 37°C. Las moscas emergen de las pupas con ayuda de un pequeño saco, llamado ptilium, el cual golpea la cáscara de la pupa hasta romperla (Iqbar *et al.*, 2014; Sanchez-Arroyo y Capinera, 2014).



**Figura 9. Pupas de *M. domestica***



Los adultos miden de 6 a 7 mm, y las hembras son más largas que los machos además que se distinguen por el espacio entre los ojos (los ojos de los machos casi se tocan). Sus ojos son rojos y su aparato bucal en forma de cuchara. El tórax tiene cuatro franjas negras y una protuberancia en el nacimiento del ala. El abdomen es gris o amarillento, con una línea negra en medio y manchas irregulares a los costados. La parte ventral del abdomen del macho es amarillo. El adulto vive de 15 a 25 días, y su longevidad depende del alimento, en especial si es rico en carbohidratos. Las hembras necesitan alimentos ricos en proteína para poner huevos (Iqbal *et al.*, 2014; Sanchez-Arroyo y Capinera, 2014).

#### **4.4.2 Aspectos benéficos de la mosca**

La mosca, pese a ser catalogada como una plaga, puede ser beneficiosa en algunas áreas, sobre todo las larvas, en especial en el compostaje de excretas, la producción de lípidos y como una alternativa alimenticia para animales (Ezewudo *et al.*, 2015; Manzano-Agugliaro *et al.*, 2012; Zhang *et al.*, 2012).

Las larvas de mosca pueden degradar el estiércol porcino hasta un 80% de su volumen inicial, además de que disminuyen las actividades enzimáticas de las bacterias y la biodiversidad microbiana, siendo esta última dominada por pocas especies como *Entomoplasma somnilux*, *Proteobacterium* y *Clostridiaceae bacterium*. El estiércol degradado resulta ser rico en nutrientes, y su uso es seguro para la agricultura (Cickova *et al.*, 2012; Roffeis *et al.*, 2015; Zhang *et al.*, 2012).

Las larvas y pupas de mosca pueden ser aprovechadas para que se les extraiga la grasa y esta se use en la elaboración de biodiesel y lubricantes. Las larvas poseen 21.6 a 29.1% de grasa con respecto a su peso. El biodiesel obtenido de la grasa de estas larvas tiene buenos parámetros de acuerdo con el estándar de la ASTM D6751-10 (el cual rige las características de los biodiésel). El lubricante que se obtiene de la grasa de las larvas tiene características ideales de acuerdo con el estándar de la ASTM D4172 (el cual norma las características de los lubricantes) (Manzano-Agugliaro *et al.*, 2012; Sheng-ying *et al.*, 2017; Yang *et al.*, 2014).

También las larvas pueden ser usadas como alimento de vacas lecheras, lechones, pollos de engorda y peces. Las larvas criadas artificialmente en un sustrato de estiércol, ya sea bovino o porcino, cuando se les realiza un perfil bromatológico da como resultado que poseen hasta un 60% de proteína y su contenido lipídico se compone de 60% de ácidos grasos monoinsaturados y 40% de ácidos grasos saturados. El balance de calcio: fósforo de las larvas es de 0.5 y 1.1% respectivamente. Estos números hacen que las larvas tengan un valor nutricional igual a la harina de pescado, muy usada en la alimentación pecuaria, por lo que son una alternativa mucho más barata (Emeka y Oscar, 2016; Ezewudo *et al.*, 2015; Hussein *et al.*, 2017; Pretorius, 2011).

Los adultos, al no estar en contacto con humanos o animales, se desempeñan como polinizadores de plantas. En cautividad, la mosca puede polinizar a los puerros (*Allium ampeloprasum*), obteniendo hasta un 87% de germinación de las semillas de la planta (Clement *et al.*, 2007). En la naturaleza, las moscas son polinizadores importantes de los bosques y selvas de la India, sólo por debajo de las abejas (Jiju *et al.*, 2017).

#### **4.5 Estrategias de control de la mosca**

Para determinar en cuál de las áreas de la granja la mosca es un problema, se recurre a un análisis de control de puntos críticos. En esta prueba, se evalúa si las poblaciones de mosca son un verdadero problema que afecta a la granja. Una vez determinado que la mosca es un problema en la explotación, se recurren a métodos de control (Saavedra *et al.*, 2004).

##### **4.5.1 Métodos físicos**

Uno de los métodos más recurridos para el control de la mosca son los físicos. Éstos consisten en la colocación de trampas con pegamento para que atrapen el mayor número de insectos, además de que se pueden ayudar de un señuelo dulce como la miel o la melaza para mayor atracción (Geden *et al.*, 2009).

Otra opción es el uso de trampas de colores. Estas consisten en pequeños objetos pintados y colocados en zonas estratégicas, para que el rango de visión de la mosca los detecte y se sienta repelida por ellos (Diclaro II *et al.*, 2012).

Las trampas pueden usar cebos atrayentes, como compuestos químicos que tienen las mismas funciones que las feromonas. Estos químicos se impregnan a las trampas, e incluso pueden usarse diferentes atrayentes dependiendo de qué especie es la que se busca erradicar de las instalaciones (Shelly *et al.*, 2011; Urech *et al.*, 2012).

Incluso hay trampas que se activan con vacío. Éstas están diseñadas como una prensa, por el cual pasa el animal, con un sistema de vacío en la parte superior que aspira los insectos cada vez que el animal se introduce en la trampa (Denning *et al.*, 2014).

#### **4.5.2 Métodos químicos**

Otro método de control es el químico, el cual está basado en el uso de pesticidas, los cuales los más comunes son los organofosforados y los piretroides. Pero el uso indiscriminado y la dosis incorrecta han ocasionado que las moscas, desarrollen resistencia (Akiner y Caglar, 2005).

Hay algunos organofosforados, como el profenofos, al cual la mosca desarrolla una rápida y alta resistencia, e incluso a partir de ésta desarrolla una resistencia cruzada contra otros tipos de pesticidas sin haber estado expuesta a ellos (Khan *et al.*, 2015).

Las larvas también pueden desarrollar resistencia a los pesticidas. Gracias a mecanismos enzimáticos, las larvas pueden neutralizar los químicos, a pesar de tener su fase de pupa inhibida. Esta resistencia puede heredarse, y bastan quince generaciones para que las larvas sean inmunes al pesticida (Kristensen y Jespersen, 2003).

Por lo tanto, los pesticidas se deben usar con bastante precaución y en la dosis correcta, además de tener una constante rotación de éstos para evitar la resistencia. También hay que tomar en cuenta su impacto ambiental (Memmi, 2009).

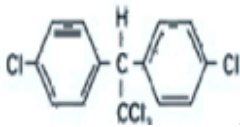
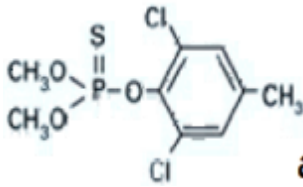
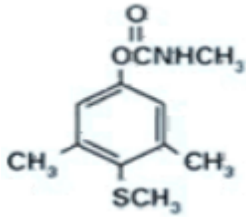
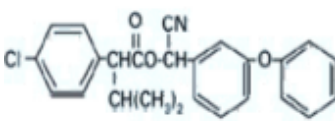
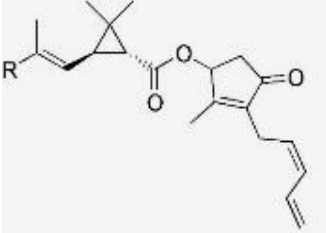
##### **4.5.2.1 Familias de productos químicos**

Los químicos más usados son los organoclorados, organofosforados, carbamatos, piretroides y piretrinas. Difieren en su estructura química y el modo



en el que trabajan en el cuerpo del insecto (Rocha-Estrada y García-Carreño, 2008) (Cuadro 1).

**Cuadro 1. Familias de insecticidas más usadas contra *M. domestica* (Rocha-Estrada y García-Carreño, 2008)**

Familia	Ejemplo	Estructura	Mecanismo de acción
<b>Organoclorados</b>	DDT		Afecta el cierre de canales de Na de las neuronas
<b>Organofosforados</b>	Ticlofosmetil		Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan irreversiblemente el sistema nervioso
<b>Carbamatos</b>	Metiocarb		Inhibidores de acetilcolinesterasa. Afectan reversiblemente el sistema nervioso
<b>Piretroides</b>	Fenvalerato		Bloqueo de los canales iónicos neuronales. Afectan el sistema nervioso
<b>Piretrinas</b>	Cinerin II		Bloqueo de los canales iónicos neuronales. Afectan el sistema nervioso

#### **4.5.2.2 Farmacodinámica**

Los insecticidas se dividen en dos tipos: los inhibidores de la acetilcolinesterasa y los bloqueadores de canales sódicos. Los primeros intervienen en bloquear la función de la enzima y hacer que la acetilcolina, un neurotransmisor, continúe estimulando los tejidos musculares y nerviosos. Los segundos actúan sobre los canales de sodio-potasio de las neuronas, impidiendo los estímulos nerviosos y cortando los potenciales de acción entre dendritas y axones (Rocha-Estrada y García-Carreño, 2008).

#### **4.6. Métodos de control biológico**

El control biológico consiste en el uso de organismos vivos para mantener a las plagas en números poblacionales que no tengan impacto económico. La ventaja de él es que, si se usan depredadores específicos, tienen un impacto grande en las poblaciones de las plagas blanco (Parshad *et al.*, 2016).

##### **4.6.1 Insectos**

Los insectos depredadores y de vida parasitaria son usados contra un gran número de plagas, en especial las avispas y los escarabajos (Birkemoe y Oryhagen, 2010; Mhina *et al.*, 2016).

###### **4.6.1.1 Parasitoides**

El parasitoide más usado para el control biológico de otros insectos es la *Spalangia cameroni*, debido a su capacidad para infestar las pupas de *M. domestica*, además de su rápida maduración y crecimiento de larva a adulto. Éstas han sido probadas en granjas porcinas obteniendo hasta 6.7% de pupas infestadas en el experimento (Birkemoe y Oryhagen, 2010). Además, también se ha demostrado su eficiencia contra la mosca hematófaga *S. calicitrans* en las mismas condiciones de campo, parasitando hasta 4.8% de las pupas (Skovgard, 2004; Birkemoe, 2009).

Incluso se puede combinar la presencia de avispas con métodos de control químicos, pero éstos han de ser usados antes, y en poca cantidad, de liberar al parasitoide (Burgess IV y King, 2015).

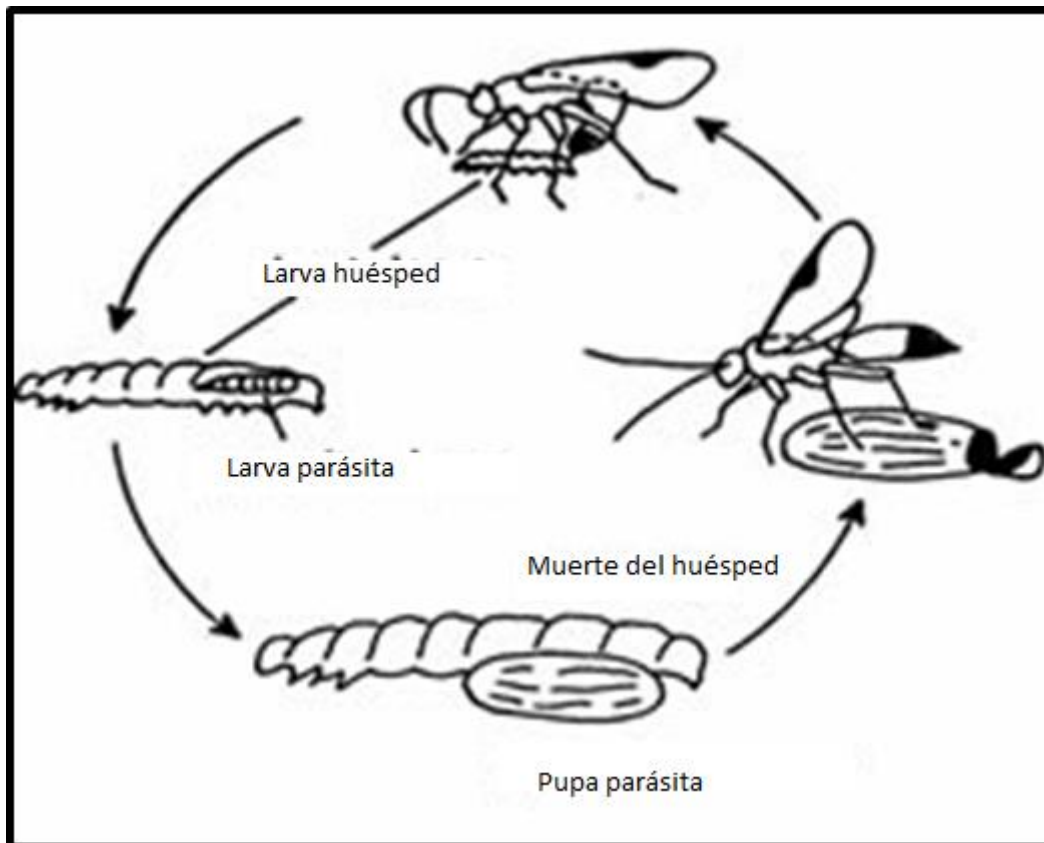
Otras especies de avispa empleadas para el control biológico son la *Tetrastichus planipennis* contra el barrenador esmeralda del fresno (*Agrilus planipennis*), los cuales llegan a infestar hasta el 9% de larvas del coleóptero en el primer mes de liberación (Anderson y Dragicevic, 2016); *Larra bicolor* para el control de los grillos topo (*Neoscapteriscus* sp.), la cual llega a parasitar los grillos en 200 m<sup>2</sup> de terreno infestado por estos ortópteros (Mhina *et al.*, 2016).

#### **4.6.1.1.1 Características**

Son insectos que sólo parasitan otros insectos en sus fases inmaduras, matan a su huésped en su fase de crecimiento, y tienen vida libre en su fase adulta, sin necesidad de mover a otros huéspedes a su nido o guarida. Todos los parasitoides son avispas, las cuales varían en tamaño, desde poco más de un milímetro hasta varios centímetros (Anderson y Dragicevic, 2016; Van Leteren y Godfray, 2005).

#### **4.6.1.1.2 Ciclo biológico**

El adulto selecciona al huésped ideal (sano) y le deposita un huevo, ya sea en el interior mediante inyección o simplemente se lo pega en alguna parte del exterior. Al eclosionar el huevo, la larva comienza a alimentarse del huésped hasta matarlo y desarrollar el estado de pupa. Después de algunos días emerge el adulto, listo para parasitar a otros huéspedes (Anderson y Dragicevic, 2016; Van Leteren y Godfray, 2005).



**Figura 10. Ciclo de vida de los parasitoides (Van Leteren y Godfray, 2005)**

#### **4.6.1.2 Depredadores**

Los depredadores más usados en el control biológico son los escarabajos y las crisopas, debido a su alta actividad predatoria y su fácil reproducción en masa. Su efectividad predatoria es alta, por ejemplo, *Carcinops pumilio*, un escarabajo, puede llegar a reducir las poblaciones de larva de *M. domestica* hasta un 97%. La larva de crisopa verde es buena contra poblaciones de cochinilla de la harina, llegando a consumir de 6 a 7 cochinillas en 6 horas (Sattayawong *et al.*, 2016; Watson *et al.*, 2001).

##### **4.6.1.2.1 Características**

Son insectos que se alimentan de otros animales durante toda su vida, desde que son larvas hasta su fase adulta. Son atraídos a lugares con abundancia de presas, como los campos de cultivo o las pilas de excremento. Varios depredadores pueden convivir en un mismo ambiente siempre y cuando exista una cantidad abundante de presas, si el número es bajo, los depredadores se consumen entre ellos (canibalismo) (Roy *et al.*, 2017; Gontijo *et al.*, 2015).

#### 4.6.1.2.2 Ciclo biológico

El depredador adulto pone sus huevos en lugares seguros, ya sea en los reversos de las hojas o en sitios profundos de sustratos como el estiércol. Las larvas eclosionan y de inmediato comienzan a alimentarse de presas o de sus congéneres más débiles, aumentando el consumo a medida que crecen. Luego pasan por la fase de pupa y finalmente emergen como adultos, para seguir alimentándose de presas y repetir el ciclo (Riddick y Chen, 2014).

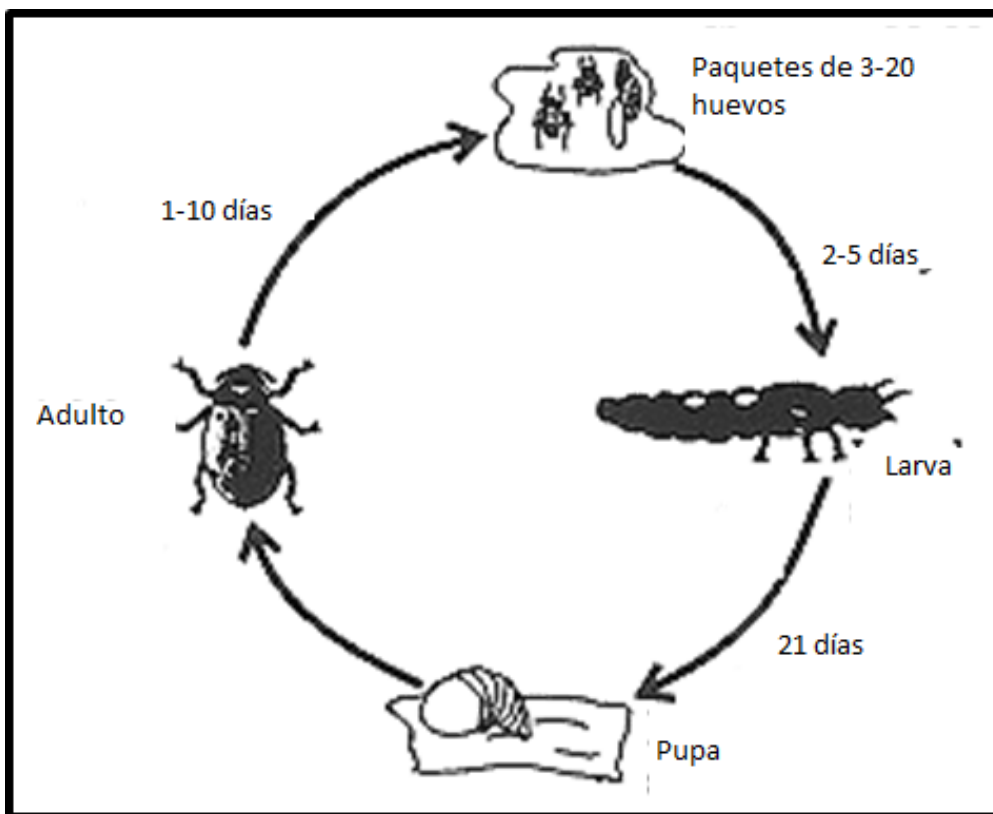


Figura 11. Ciclo de vida de un depredador (escarabajo) (Riddick y Chen, 2014)

#### 4.6.2 Nematodos

Los nematodos se han usado recientemente en el control biológico por su alta selectividad y bajo impacto en especies que no son sus hospederos, además de que pueden combinarse con plaguicidas sin sufrir daño alguno, por lo que su efecto se potencializa. Inclusive, sin la ayuda de químicos, pueden controlar las plagas, por lo que los hace ideal en la producción orgánica (Georgis *et al.*, 2016).

Dos especies de nematodos, *Steirnermatidae* y *Heterorhabditidae*, han sido usadas para combatir un gran número de invertebrados, entre ellos polillas y gorgojos, con una efectividad de 90-95% (Georgis *et al.*, 2016) y contra dos tipos de *Neoscapteriscus* con el mismo porcentaje de mortalidad (Mhina *et al.*, 2016).

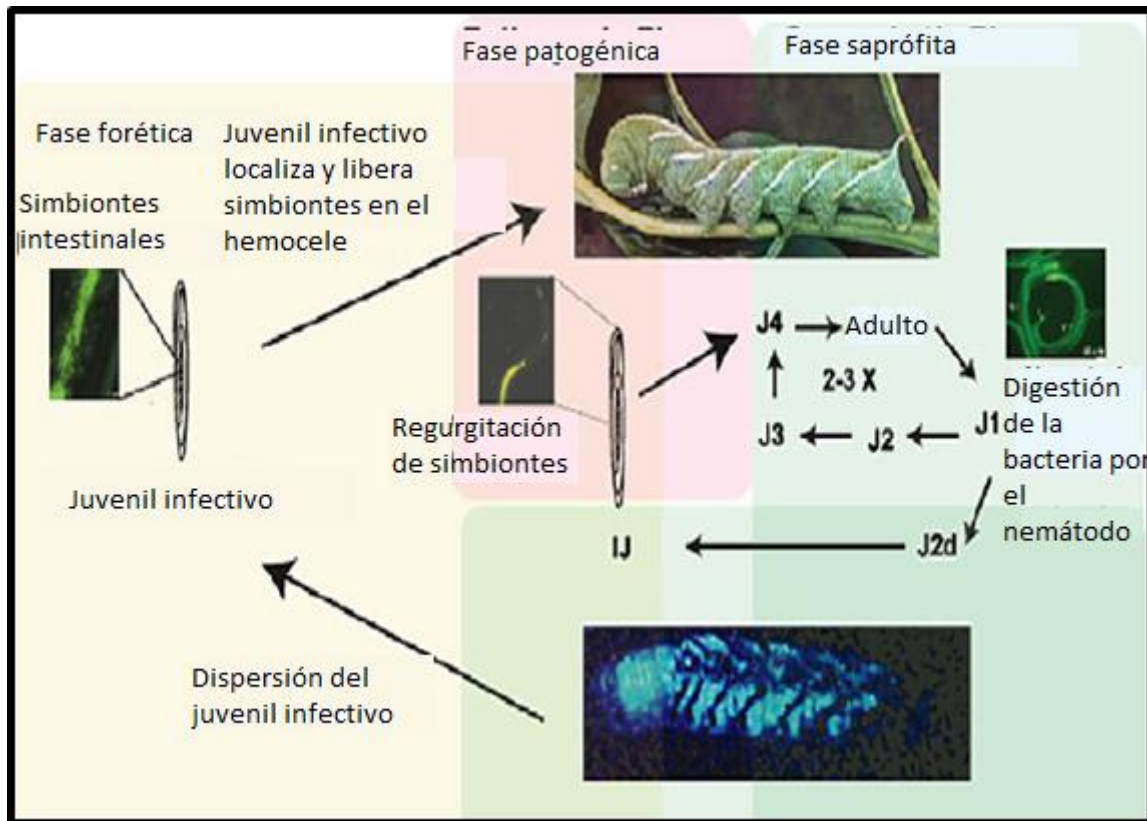
Para combatir a *M. domestica* también se han evaluado estos nematodos. Aunque en los bioensayos con papel filtro eliminan el 100% de larvas, no son muy buenos infectando larvas cuando se agrega estiércol al entorno, reduciendo su efectividad a 35%. Tampoco son muy buenos infectando adultos, sólo causan de 2 a 10% de mortalidad en los experimentos (Archana *et al.*, 2017; Oguzoglu y Özer, 2007).

#### **4.6.2.1 Características**

Son nematodos diminutos, de unos cuantos milímetros de largo, son parásitos obligados, aunque una fase (el juvenil infectivo) vive en el suelo (vida libre). Estos gusanos están asociados a bacterias de los géneros *Xenorhabdus* y *Photorhabdus*, las cuales matan al insecto gracias a las toxinas que secretan (Ciche *et al.*, 2006; Saenz, 2005).

#### **4.6.2.2 Ciclo biológico**

Un juvenil infectivo penetra por puntos débiles del insecto (boca, espiráculos, ano) o partes débiles de la cutícula y se dirige al hemocele del huésped. Ahí, libera la bacteria, la cual secreta toxinas que matan al insecto e impiden que otras bacterias y microorganismos colonicen el cadáver. Una vez muerto el insecto, la bacteria empieza a degradar su cuerpo y a multiplicarse, y el nematodo se alimenta de ella y los tejidos descompuestos, y se desarrolla a adulto para reproducirse. Cuando el cadáver es completamente degradado, el nematodo deja de reproducirse, y una nueva generación de juveniles infectivos sale del cuerpo (Ciche *et al.*, 2006; Saenz, 2005).



**Figura 12. Ciclo biológico de los nematodos entomopatógenos (Ciche et al., 2006).**

#### 4.6.3 Bacterias

Las bacterias pueden ser empleadas en este tipo de control sobre todo cuando las plagas son microscópicas y altamente resistentes a los plaguicidas (Tokpah et al., 2016; Zhou et al., 2016).

En los insectos ocurre una reacción de colonización del tracto intestinal, y después la formación de vacuolas y desorganización del tejido epitelial, con lo cual ocasiona la lenta muerte del insecto debido a la nula absorción de nutrientes. *Brevibacillus laterosporus* obtuvo, en un estudio, 70% de mortalidad sobre larvas de *M. domestica* al actuar de esta forma (Ferreira et al., 2016). En heces de ave también es efectiva, logrando mortalidades de 48% en adultos y 55% en larvas (Ruiu et al., 2014).

*Bacillus thuringiensis* es la más importante de las bacterias entomopatógenas. Ha sido bastante bien estudiada la acción de los cristales que genera, siendo patógena para varios órdenes de insectos y no es tóxica para

vertebrados. Contra *M. domestica* también ha sido evaluada obteniendo porcentajes de mortalidad de 40% en bioensayos (Zimmer *et al.*, 2013). Incluso es efectiva aún después de pasar por el tracto digestivo de aves, logrando que las excretas sean tóxicas para las larvas de mosca, reduciendo su población en evaluación hasta en un 50% (Merdan, 2012).

#### **4.6.3.1 Características**

Son bacterias Gram positivas, que pueden aislarse de cualquier parte. Tienen la capacidad de esporular cuando el medio ya no les es favorable. En esta esporulación, la bacteria forma un esporangio y un cristal (Lagadic y Caquet, 2014).

#### **4.6.3.2 Ciclo biológico**

Cuando el medio es rico en nutrientes, la bacteria se multiplica exponencialmente. Al irse agotando los nutrientes, la bacteria entra en un estado de latencia, engrosa sus paredes celulares y forma una espora. Al interior de la espora, se forma un esporangio, el cual tiene material genético para formar más bacterias, y un cristal. La espora es resistente al calor y la desecación, pero los cambios de pH pueden llegar a destruirla. Si esta lisis ocurre dentro del insecto, el cristal se disuelve y se introduce en las células epiteliales del intestino, provocando un choque osmótico y enteritis, con lo cual se desencadena la septicemia y posterior muerte del insecto (Lagadic y Caquet, 2014).



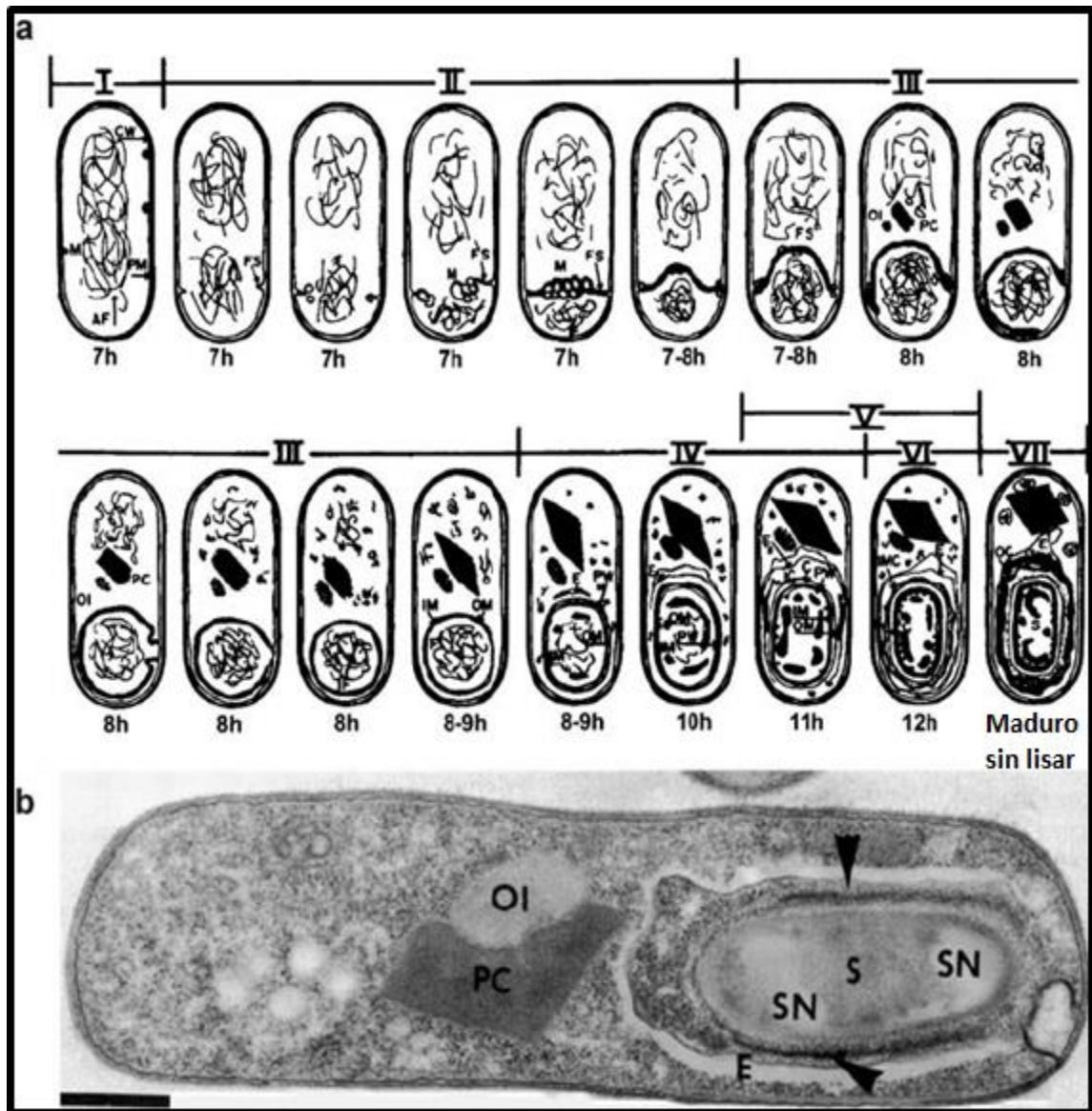
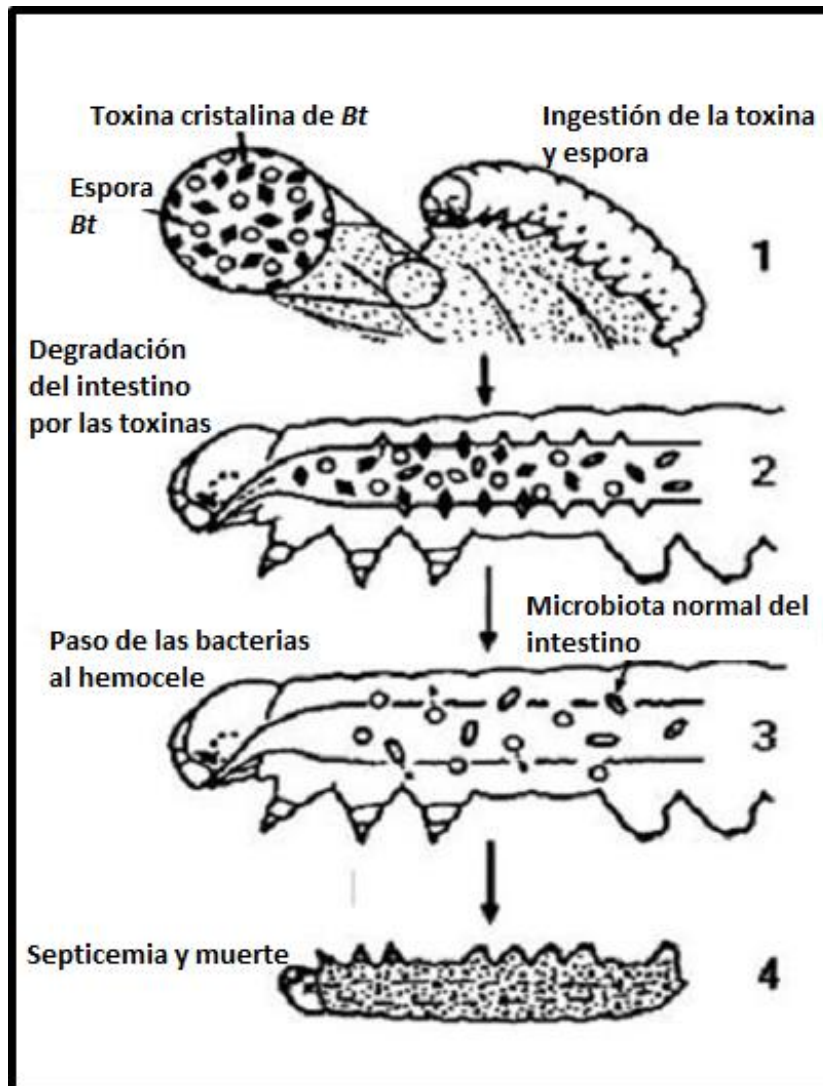


Figura 13. Proceso de esporulación de *B. thuringiensis*. OI: Inclusión Ovoide, PC: Cristal Piramidal, E: Exoespora, S: Espora, SN: Nucleoide de espora, Flechas: Cobertura de espora (Lagadic y Caquet, 2014)



**Figura 14. Proceso de acción de las esporas y cristales de *B. thuringiensis* dentro de un insecto (Lagadic y Caquet, 2014)**

#### **4.6.4 Hongos**

Los hongos también han sido objeto de uso para el control biológico. A diferencia de los organismos anteriores, tienen una nula o baja toxicidad contra los mamíferos y las aves (a excepción de los hongos del género *Aspergillus* que, a pesar de atacar insectos, son peligrosos) y son habitantes normales de los suelos (Farooq y Freed, 2016).

##### **4.6.4.1 Características**

Son organismos saprófitos, que viven en el suelo y son patógenos naturales de las poblaciones de insectos en la naturaleza. Crecen en colonias, las cuales

tienen colores distintivos para cada especie. A diferencia de otros entomopatógenos, no necesitan ser ingeridos, sino que por contacto pueden entrar a su hospedero (Sandhu *et al.*, 2012).

#### 4.6.4.2 Especies más importantes

Las especies más usadas de hongos entomopatógenos son *B. bassiana* y *M. anisopliae*. *B. bassiana* es un hongo filamentoso, de color blanco que se vuelve de amarillo a cremoso a medida que envejece, de conidióforos muy ramificados de 1-2  $\mu\text{m}$  de largo, sus conidios son casi circulares y miden de 2 a 3  $\mu\text{m}$ . *M. anisopliae* es de color verde oliváceo, de conidióforos de pocas ramas de 4 a 14  $\mu\text{m}$  de largo, y de conidios cilíndricos que miden de 3.5 a 9  $\mu\text{m}$  de largo (Sandhu *et al.*, 2014; Cañedo y Ames, 2004).

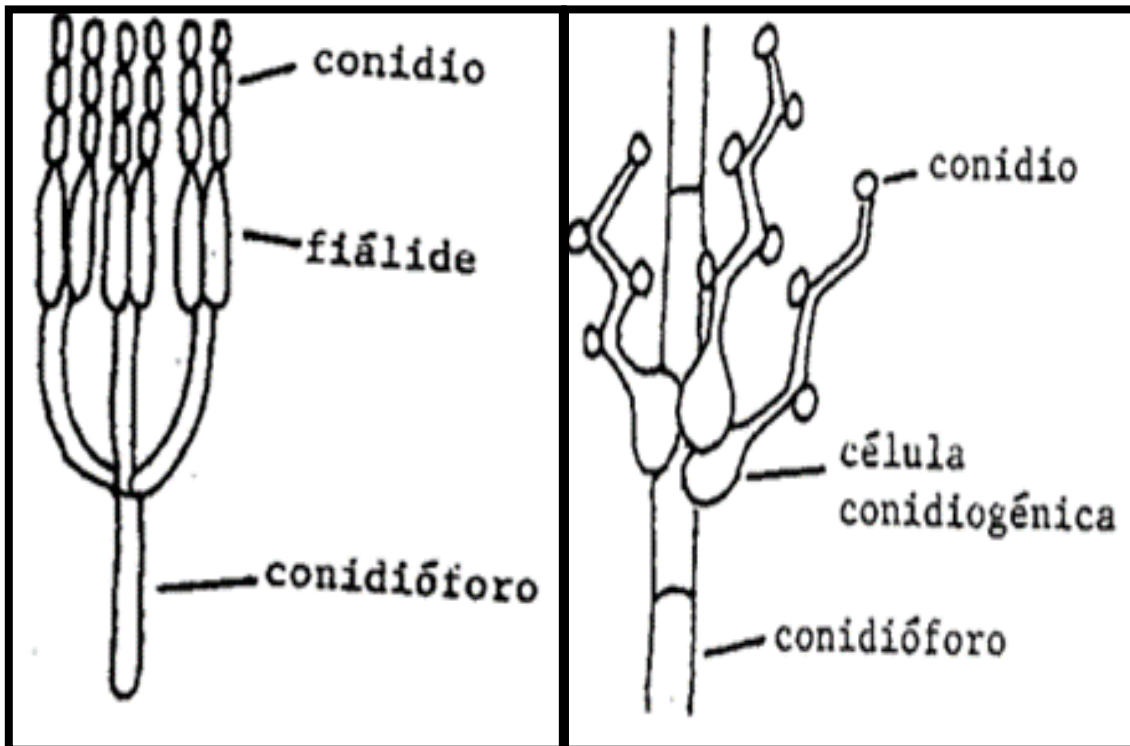


Figura 15. Conidióforos y conidios de *M. anisopliae* (izquierda) y *B. bassiana* (derecha) (Lecuona *et al.*, 1996)

#### 4.6.4.3 Ciclo biológico

El ciclo de vida del hongo comienza cuando el conidio tiene contacto con la cutícula del insecto. Ahí se adhiere gracias a fuerzas hidrófobas de las proteínas de la espora y germina, produciendo un tubo que se abre paso a través de la

cutícula hasta llegar al hemocele. Ese lugar es colonizado por las blastosporas y el micelio, para después tomar los nutrientes de la hemolinfa para sí mismos y poder desarrollar su siguiente etapa. Esto provoca la muerte del insecto y, bajo condiciones favorables, las hifas emergen del insecto y ocurre la esporulación. Los conidios son diseminados por el viento, la lluvia u otro insecto, comenzando así de nuevo el ciclo (Alatorre-Rosas, 2016).

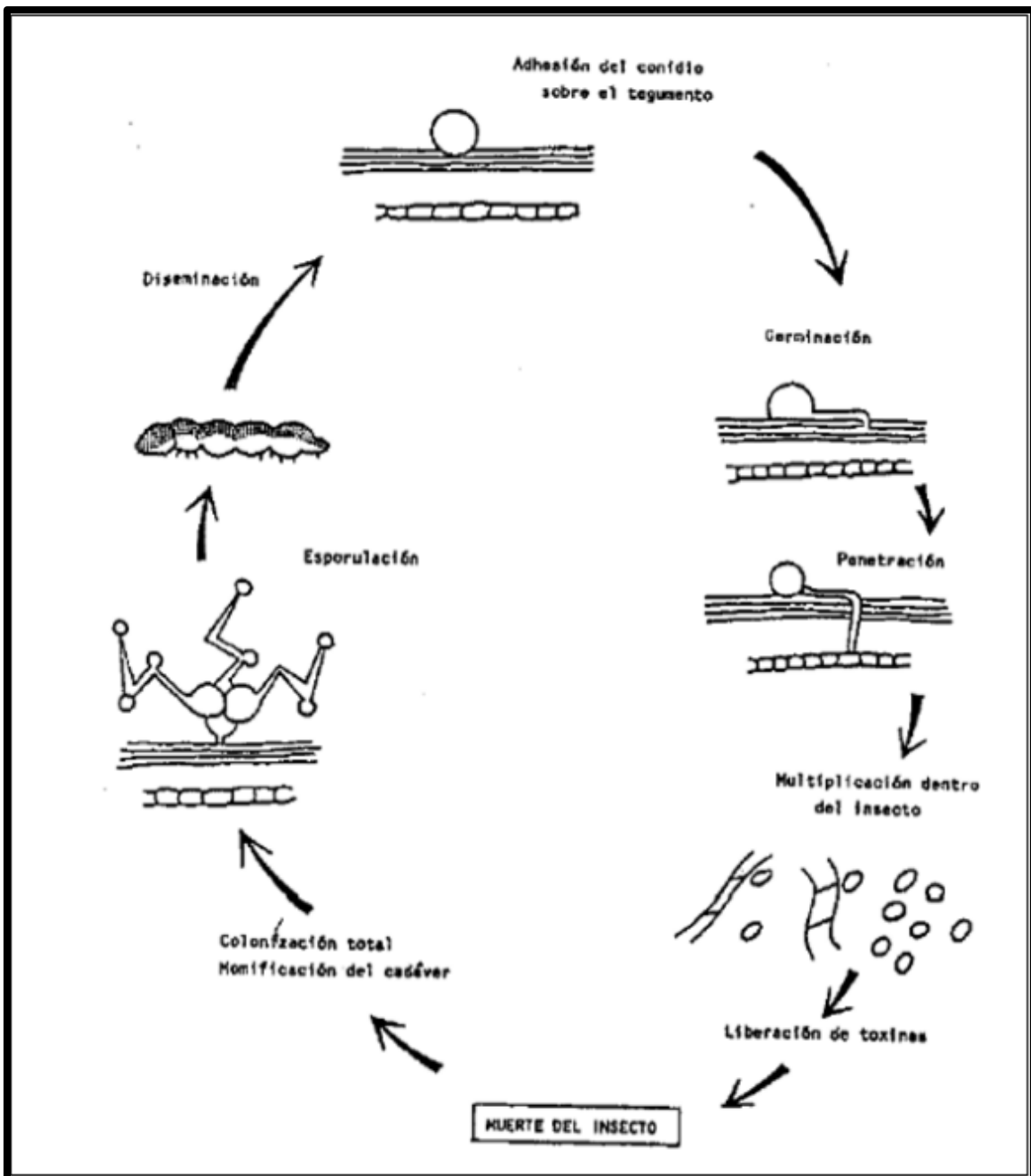


Figura 16. Ciclo biológico de los hongos entomopatógenos (Lecuona, 1996)

#### 4.6.4.2 Daño mecánico a insectos

Cuando el hongo penetra la cutícula del insecto usa un conjunto de células llamadas apresoriales, que van destruyendo capa por capa de la cutícula, ayudándose de la presión hidrostática y la formación de placas que se adhieren a los tejidos deshechos. Además, el hongo invade los orificios traqueales, al ser frescos y húmedos, lo cual obstruye la respiración del insecto (Alatorre-Rosas, 2016).

#### **4.6.4.3 Daño enzimático a insectos**

Para degradar la cutícula del insecto, el hongo se vale de diferentes enzimas como las proteasas (subtilisina Pr1 A y B), serina proteasa (Pr2, Pr3), cisteína proteasa (Pr4), carboxipeptidasas (MeCPA), metaloendoproteasa, dipeptidilpeptidasa, lipasas, estererasas y quitinasas (Alatorre-Rosas, 2016).

Los hongos también hacen uso de toxinas para penetrar las defensas del hospedero. Algunas toxinas producidas por *B. bassiana* son la beauvericina y el basinolide, productos que alteran el transporte de cationes a través de la membrana celular. Además, en *B. bassiana* se ha encontrado la oosporeina, que tiene actividad antimicrobiana y favorece el desarrollo del hongo. Las toxinas provocan alteraciones en varios órganos, paralizando las células o causando un mal funcionamiento del intestino medio, tubos de Malpigi, tejido muscular y hemocitos. El efecto inhibitorio sobre los elementos celulares de la hemolinfa impide la actividad fagocítica de los plasmotocitos y permite la rápida multiplicación del hongo, reduciendo la habilidad del insecto para defenderse (Alatorre-Rosas, 2016).

#### **4.7 Sistema inmunológico de insectos**

El sistema inmunológico de los insectos está conformado por barreras físicas y barreras celulares. Las barreras físicas están conformadas por la cutícula del insecto, las armaduras esofágicas y el revestimiento de su cavidad gástrica. Las barreras celulares las constituyen células que ayudan en la defensa al hacer funciones como fagocitosis (Hillyer, 2016; Lu y Leger, 2016).

La cutícula es una estructura quitinosa y de material hidrofóbico que conforma el exoesqueleto y protege el cuerpo del insecto. Los patógenos pueden entrar debido a heridas o por acciones enzimáticas que degraden la cutícula, y

entrar en el hemocele, la cual es la cavidad donde están los órganos del insecto. A su vez, los patógenos pueden ser ingeridos, y es donde son rechazados por las armaduras esofágicas, enzimas del sistema digestivo, pH no apto y microbiota propia del insecto (Hillyer, 2016; Lu y Leger, 2016).

Las células que constituyen la primera defensa son los hemocitos. Estas células dirigen diversos procesos celulares inmunes como la fagocitosis y producen factores inmunes humorales que lideran la muerte de patógenos vía lisis o melanización. Los hemocitos están en la hemolinfa, donde son llamados hemocitos circulantes, o están anclados a los tejidos, donde son llamados hemocitos sésiles. Tanto los hemocitos circulantes como los sésiles cambian de lugar conforme se requieren, y muchos tipos de insectos tienen subpoblaciones de hemocitos que son agrupados conforme a sus funciones. Por ejemplo, la mosca *Drosophila* cuenta con tres subpoblaciones: plasmocitos, células de cristal y lamelocitos (Hillyer, 2016; Lu y Leger, 2016).

Además de las barreras físicas y celulares, los insectos también cuentan con el cuerpo graso, el intestino medio y las glándulas salivales para su defensa. El cuerpo graso está compuesto de células grasas, y es rico en lípidos y glucógeno. Además de ser almacén de energía y sintetizador de precursores vitelogénicos para la producción de huevos, el cuerpo graso también produce y secreta péptidos antimicrobianos de actividad lítica. El intestino medio, un órgano dedicado a la digestión y absorción de nutrientes, se extiende a lo largo del abdomen del animal y produce sintasa oxido nítrica y otros factores líticos que eliminan patógenos del lumen intestinal o que están a punto de atravesarlo. Las glándulas salivales, órganos envueltos en las primeras fases de la alimentación, están localizadas antes del tórax y producen factores que impactan en la viabilidad de infección de los microorganismos (Hillyer, 2016).

#### **4.7.1 Respuesta inmune contra hongos**

Los hongos entomopatógenos entran al insecto a través del contacto con la cutícula, moviéndose a través de ella a través de distintas acciones mecánicas y enzimáticas, además de que usan un complejo arreglo de respuestas trópicas para acelerar su proceso de infección. Para su entrada, el hongo debe disponer de abundantes proteasas, sobre todo quitinasas (Lu y Leger, 2016).

Una vez que el hongo ha penetrado la cutícula, éste debe hacer frente a la microbiota del insecto. El hongo evade a los microorganismos presentando receptores similares a los de ellos en su superficie. Pero si éstos fallan, los hemocitos son los primeros en responder con fagocitosis y la secreción de feniloxidasas que desencadena del proceso de melanización (Lu y Leger, 2016).

La melanización es una importante defensa del insecto contra los hongos, debido a que la melanina desactiva las proteasas del hongo. Después de la melanización, el insecto secreta adenosín monofosfato (AMP), que funciona como lítico antimicrobiano al destruir las paredes celulares de los patógenos (Lu y Leger, 2016).

Los hongos tienen distintas maneras de evadir el sistema inmune del insecto, a través de la manipulación o destrucción de los componentes inmunes, o incluso induciendo una respuesta errónea. Por ejemplo, las destruxinas suprimen la fagocitosis y la secreción de AMP, y la oosporeína inhibe la actividad de la feniloxidasas. Además, gracias a su arsenal de enzimas y toxinas, los insectos no pueden desarrollar resistencia específica a los hongos (Butt *et al.*, 2016; Lu y Leger, 2016).

Las moscas domésticas poseen estos mecanismos de defensa. Sin embargo, su reducido tamaño las hace propensas a que los conidios puedan infectarlas más rápidamente. Además, en esta especie los conidios de *B. bassiana* y *M. anisopliae* pueden recubrirse de colágeno, una vez que penetran la cutícula y permanecen en latencia hasta el momento adecuado. Por lo que estos hongos entomopatógenos son mortales para este insecto, pero su virulencia siempre depende de la dosis usada (Anderson *et al.*, 2011)

#### **4.8 Uso de hongos en el control biológico**

Se han empleado distintas especies de hongos entomopatógenos para el control. Se han usado varios tipos, siendo *B. bassiana* y *M. anisopliae*, los que han infectado a varios tipos de artrópodos. Aunque la gran mayoría de los estudios han sido efectuados en laboratorios, y en éstos los resultados son altamente satisfactorios, se necesita comprobar su eficacia en ambientes exteriores (Farooq y Freed, 2016).

Las ventajas y desventajas del uso de hongos entomopatógenos son (Cañedo y Ames, 2004):

Ventajas:

1. Presentan grados variables de especificidad, pueden ser específicos a nivel de familia o especies muy relacionadas. En el caso de las cepas, pueden ser específicas a nivel especie sin afectar a los enemigos naturales.
2. Si el hongo encuentra las condiciones adecuadas para introducirse y colonizar un ecosistema, se reproduce y renueva de forma continua. Es decir, se vuelve persistente, haciendo innecesarias nuevas aplicaciones.
3. Se pueden aplicar mezclas de hongos entomopatógenos con dosis subletales de insecticidas para lograr efectos sinérgicos superiores a los obtenidos con aplicaciones de cada producto por separado.
4. No contaminan el medio ambiente ni afectan al hombre u otros animales superiores.
5. Cuando el hongo no causa la muerte de manera directa, afecta el ciclo de vida del insecto.

Desventajas:

1. Son sensibles a la variación de las condiciones climáticas como temperaturas extremas, desecación y luz ultravioleta.
2. Requieren de condiciones de almacenamiento más exigentes que las partículas inorgánicas, para evitar que pierdan su patogenicidad.
3. En general, los insecticidas biológicos no matan instantáneamente. Alcanzan buenos niveles de control entre uno y tres días después de la aplicación, dependiendo de la plaga y el ambiente.

#### **4.8.1 Bioensayos sobre garrapatas**

Los hongos, en especial *M. anisopliae*, colonizan rápidamente la cutícula de las garrapatas, penetrándola de forma eficiente y colonizan los tejidos en pocos días. También se desarrollan muy bien en el huevo de la garrapata, creciendo intensamente e impidiendo su desarrollo, lo cual se ha demostrado que llegan a



infectar el 67% de los huevos en 18 horas y el 92.6% en 5 días (García *et al.*, 2005).

*M. anisopliae* puede vivir en hospederos vertebrados si ocasionarles daño alguno, como jerbos y conejos, sin que sus capacidades entomopatógenas se vean afectadas. Así, logra reducir la población de garrapatas de los hospederos cerca de un 92% (Rot *et al.*, 2012).

Para un mejor control de garrapata en campo, se recomienda usar cepas altamente virulentas contra las especies nativas, además de su combinación con químicos a los cuales los artrópodos sean sensibles. Esto ha dado resultados con garrapatas de bovinos y equinos, cuya mortalidad varía entre un 20 y 60% en los estudios (Fernández y Bittencourt, 2008).

#### **4.8.2 Moscas hematófagas**

La mosca hematófaga más común en las explotaciones de bovinos y ovinos es la *S. calcitrans*, quien provoca cambios de comportamiento en los animales debido a sus hábitos de alimentación, lo cual va provocando pérdidas a largo plazo. *M. anisopliae* es efectivo al momento de combatir esta mosca, reduciendo sus números (cerca del 73% de mortalidad) y sus hábitos de defensa (Cruz-Vazquez *et al.*, 2015).

Otra mosca hematófaga es la *Haematobia irritans*, quien tiene hábitos de alimentación semejantes que *S. calcitrans*, sólo que afecta en mayor número y frecuencia a los bovinos en las zonas tropicales, además de que gran parte del tiempo se encuentra posada sobre el animal. *B. bassiana* es altamente efectivo contra este tipo de mosca, llegando a infectar en un 100% a los ejemplares inoculados (Mochi *et al.*, 2010).

#### **4.8.3 Mosca doméstica**

##### **4.8.3.1 Estudios en laboratorio**

Tanto *M. anisopliae* como *B. bassiana* se han usado por separado y en combinaciones para combatir a la mosca. Los hongos tienen una alta selectividad, siendo los adultos atacados por *B. bassiana* (con mortalidades de

90%) y las larvas y huevos por *M. anisopliae* (mortalidades de 95%) bajo condiciones de laboratorio (Mishra *et al.*, 2011; Mwamburi *et al.*, 2010).

También se ha estudiado que, al seleccionar las cepas de hongos con base a su patogenicidad, logran ser bastante efectivas, logrando acabar con el 100% de los adultos en los experimentos (Mishra y Malik, 2012).

#### **4.8.3.2 Estudios en campo**

*B. bassiana* puede infectar de forma natural a las moscas, pero esto es muy poco frecuente (llega a infectar de un 0.4 a 1.45% de una población) debido al bajo número de densidad que presenta el hongo en el ambiente natural además de sólo estar activo en ciertas estaciones del año (Siri *et al.*, 2005).

Cuando se lleva a *B. bassiana* de los estudios de laboratorio al mundo exterior, el hongo sigue siendo efectivo, pese a todas las condiciones adversas que se le pueden presentar. En casetas de pollos, *B. bassiana* obtiene mortalidades de 80 a 100% cuando se hacen aspersiones semanales (Cova *et al.*, 2009).

También se han evaluado contra un pesticida en casetas de gallinas ponedoras, y junto con la ayuda de parasitoides, *B. bassiana* obtiene un 43 y 66% más mortalidad que el químico (Kaufman *et al.*, 2005). Incluso puede trabajar en sinergia con otros entomopatógenos, como *B. thuringiensis*, sin que ninguno interfiera en las funciones del otro, ya que al estar los dos presentes en casetas de aves reducen la cantidad de larvas hasta en un 52% y una reducción de adultos de hasta 62% (Mwamburi *et al.*, 2009).

## 5. Materiales y métodos

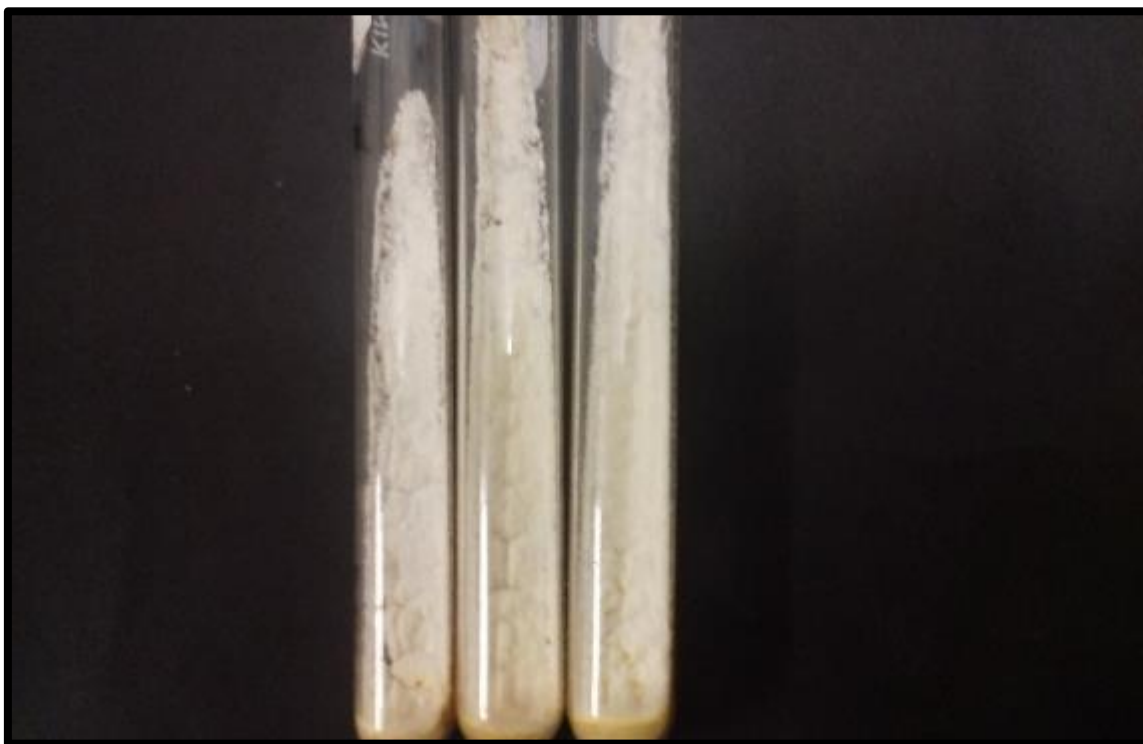
El presente trabajo se realizó en dos etapas.

Para la primera etapa las actividades se realizaron en el Laboratorio de Parasitología y Control Biológico de la División de Ciencias de la Vida, Campus Irapuato-Salamanca de la Universidad de Guanajuato, ex hacienda El Copal. La parte en campo en granjas porcinas que pertenecen a productores socios de la Unión Ganadera Regional de Porcicultores de Guanajuato las cuales se localizan en Ocampo (21°24'23.2"N 101°28'20.8"O), Pueblo Nuevo (20°33'03.5"N 101°21'29.7"O) y Valle de Santiago (20°22'45.2"N 101°11'45.7"O).

### 5.1 Hongo entomopatígeno

La cepa que se utilizó en el presente estudio fue de la especie *B. bassiana* (Bb6), se aisló en Irapuato, Guanajuato en Julio del 2012, a partir de ejemplares de *Ctenocephalides canis* colectadas de un perro en condición de calle.

Inicialmente el hongo se cultivó en agar Dextrosa Saboraud y extracto de levadura y 500 ppm/L de cloranfenicol (Figura 17).

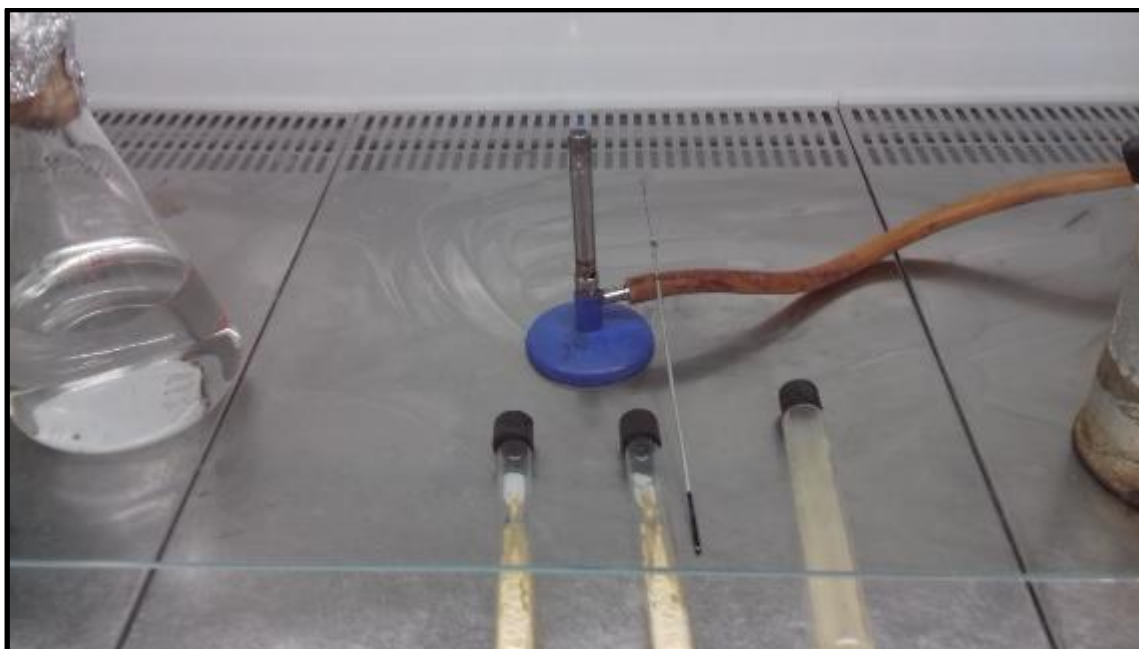


**Figura 17. *B. bassiana*, cepa 6, de 21 días de crecimiento cultivado en agar Dextrosa Saboraud**

## 5.2 Producción del hongo de manera masiva

Para la replicación masiva se utilizaron métodos citados por Lezama-Gutiérrez y Murguía-Rosales (1990) y Alonso-Díaz *et al.* (2007) los cuales consisten en:

- Inicialmente se cultivó el hongo en tubos con agar Dextrosa Saboraud con extracto de levadura y 500 ppm de cloranfenicol tal y como se describió anteriormente. Después de 21 días, se vació una solución de agua con Tween80 al 0.1% a un tubo con el cultivo del hongo y se procedió a raspar con un asa de platino (Figura 18). Una vez terminado, se regresó al tubo sin el medio de cultivo y que originalmente contuvo la solución de agua con Tween 80, y se homogenizó con un Vortex por cinco minutos.



**Figura 18. Obtención de conidios de *B. bassiana*, cepa 6, sembrado en tubos con agar Dextrosa Saboraud, con ayuda de un asa bacteriológica y agua con Tween estéril**

- Se lavó arroz con agua corriente (dos o tres ocasiones, según la cantidad de polvo que contenga el grano) (Figura 19) y se remojó en una solución de agua con 250 ppm de cloranfenicol por 45 minutos (Figuras 20 y 21). Posteriormente se empacaron 300 g de arroz en bolsas de polipapel. Luego se esterilizaron las bolsas a una presión de 15 lb por 15 minutos a 121°C.



**Figura 19. Arroz lavado con agua para eliminar la mayor cantidad de polvo posible y facilitar la desinfección con cloranfenicol**



**Figura 20. Preparación de solución de cloranfenicol, disolviendo el contenido de las cápsulas en un recipiente con 250 mL de agua**



**Figura 21. Remojado del arroz en agua con cloranfenicol durante media hora para impedir crecimientos bacterianos**

- En un matraz con agua destilada con solución de Tween80 al 0.1% se homogenizó el contenido del tubo previamente homogenizado con ayuda del Vortex (Figura 22) y en una campana de flujo laminar se inocularon las bolsas de arroz estéril y a temperatura ambiente con aproximadamente con 10 mL de la solución por bolsa (Figura 23). Para cada bolsa se procuró dejar aire para permitir el crecimiento del hongo. Las bolsas se dejaron en un lugar oscuro a  $25\pm 1^{\circ}\text{C}$  durante 21 días, removiendo su contenido cada tercer día para un crecimiento uniforme (evitar la formación de grumos) del hongo sobre el arroz (Figura 24).



Figura 22. Matraz con solución de agua con Tween y conidios de *B. bassiana* cepa 6 y al fondo bolsas de arroz estéril, todo ello en una campana de flujo laminar



Figura 23. Inoculación del arroz estéril con la solución de conidios de *B. bassiana* cepa 6 en una campana de flujo laminar





**Figura 24. Almacenamiento de las bolsas de arroz inoculadas con conidios de *B. bassiana* cepa 6 en un lugar fresco y oscuro para permitir el crecimiento óptimo del hongo**

### **5.3 Recuperación de los conidios**

Para realizar la recuperación de los conidios cultivados en arroz se preparó una solución de agua destilada con Tween80 al 0.1% (Figura 25) y se lavó cada bolsa de arroz con aproximadamente 500 mL (Figura 27). Posteriormente el líquido se coló por dos filtros (uno grueso, de menos de 1 mm (Figura 28), y otro fino, de menos de 0.2 mm (Figura 29), respectivamente), posteriormente el filtrado se colocó en recipientes Thermo Scientific® de 750 mL (Figuras 30, 31 y 32) y se centrifugaron a una velocidad de 4700 rpm a  $25\pm 1^{\circ}\text{C}$  en una centrífuga Thermo Scientific® Sourval ST 40R por 10 minutos (Figura 34), con lo cual se formó una capa de sedimento (Figura 36). Esta operación se repitió las veces que fueron necesarias hasta haber lavado todas las bolsas de arroz y obtener las conidios (Figura 37). Siempre fue descartado el sobrenadante.





**Figura 25. Preparación de suficiente agua con Tween para el lavado de las bolsas de arroz**



**Figura 26. Bolsas de arroz con *B. bassiana* cepa 6, las cuales cumplieron 21 días desde que se les inoculó el hongo**



**Figura 27. Lavado de las bolsas de arroz con 500 mL de agua con Tween por bolsa para separar los conidios del arroz**



**Figura 28. Filtro grueso para impedir el paso de granos de arroz y otras partículas de grosor grande**



**Figura 29. Filtro fino para impedir el paso de partículas finas como fragmentos de arroz y polvo**



**Figura 30. A la izquierda líquido que ya pasó por ambos filtros y envase para centrífuga Thermo Scientific® lleno de líquido a la derecha**



**Figura 31. Pesado de los envases Thermo Scientific® en una balanza granataria**



**Figura 32. Balanceo del peso de los envases Thermo Scientific® con ayuda de una pipeta de transferencia de 5 mL**





**Figura 33. Envases Thermo Scientific® antes de ser centrifugados, los cuatro con el mismo peso para evitar un desbalanceo en la centrífuga**



**Figura 34. Centrifugado de los envases Thermo Scientific® para separar los conidios del líquido**



**Figura 35. Envases Thermo Scientific® después de ser centrifugados y el líquido amarillo (sobrenadante) volvió a ser empleado en el lavado de más bolsas**



**Figura 36. Formación de sedimento en el envase Thermo Scientific® después de la primera lavada y el primer centrifugado**



**Figura 37. Formación de múltiples capas de sedimento después de varios lavados y centrifugados en el envase.**

El sedimento se extrajo y se extendió en una charola (figura 38) para permitir que se secase por siete días en una cámara de flujo laminar (figura 39). Cada 24 horas se removió para despedazarlo en trozos más finos. Una vez seco se trituró hasta obtener un polvo muy fino el cual se almacenó en el refrigerador a  $5\pm 1^{\circ}\text{C}$  (Figura 40).



**Figura 38. Extracción del sedimento de los envases Thermo Scientific® y su extensión en una charola de plástico poco profunda**



**Figura 39. Secado del sedimento en una campana de flujo laminar por una semana**

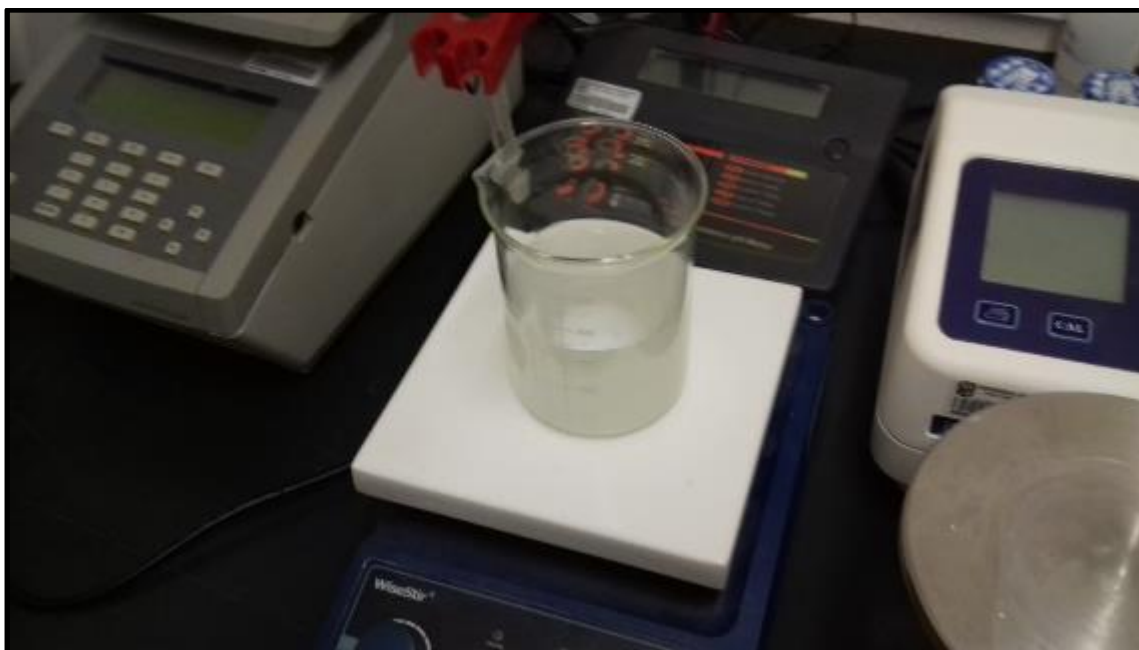


**Figura 40. Triturado del sedimento con ayuda de un mortero y un tamiz fino en una campana de flujo laminar**



#### 5.4 Determinación de la concentración del polvo de hongos entomopatógenos

Para la determinación del polvo de hongos entomopatógenos se preparó 0.1 g de polvo en 200 mL de agua destilada y se homogenizó con ayuda de un agitador magnético. Se dejó agitar por dos horas y se realizó una dilución de 1:100 y se contabilizó en una cámara de Neubauer en un microscopio (figura 41).



**Figura 41. Preparación de solución de polvo de conidios de *B. bassiana* cepa 6 y agua con Tween80 al 0.1%, la cual se está agitando para impedir la formación de grumos y que permita un conteo de conidios adecuado**

Una vez obtenido el conteo de conidios de la cámara de Neubauer se multiplicó por la dilución realizada (100) y por el factor de la cámara (10,000) y por la cantidad de mililitros (200) de la suspensión original y por 10 para obtener el conteo de conidios/g de polvo de hongos entomopatógenos. Después se pesó la cantidad de polvo obtenido y se guardó en refrigeración (figura 42).

Por ejemplo, si la cuenta de conidios fue de 234, se efectuó la siguiente operación:

$$234 \times 100 \times 10,000 \times 200 \times 10 = 4.68 \times 10^{11} \text{ conidios/gramo}$$



**Figura 42. Almacenamiento del polvo en un envase con tapa, el cual fue al refrigerado a 4°C**

### **5.5 Aspersión del hongo en granjas**

Para realizar la evaluación en campo se preparó una solución de conidios con Tween80 al 0.1% en el laboratorio. Esto se realizó obteniendo primero el volumen deseado por la concentración deseada entre la concentración del polvo.

Después de obtener el volumen deseado, se sacó la cantidad de polvo a utilizar. Esto se obtiene multiplicando un gramo por la concentración del polvo entre la concentración deseada. Este resultado se multiplicó por la cantidad de áreas que tenga la granja. Dependiendo de la cantidad de gramos a usar de polvo se usó la misma cantidad de agua con Tween80 al 0.1% (1 mL de Tween 80 por 1 L de agua, o 1 L de Tween80 por metro cúbico de agua)

Las granjas se ubicaron en los municipios de Ocampo, Pueblo Nuevo y Valle de Santiago. La granja de Ocampo contaba con las áreas de reemplazos, gestación, maternidad, destete y engorda. La granja de Pueblo Nuevo tenía las áreas de maternidad (con destete), gestación y engorda. La granja de Valle sólo contaba con destete y engorda. Cada una de las áreas de cada granja contaba con medidas específicas y número de animales (Cuadro 2 y 3).

**Cuadro 2. Características (de medida y población animal) de las granjas usadas en el experimento**

	Ocampo					Pueblo Nuevo			Valle	
	Reemplazos	Gestación	Maternidad	Destete	Engorda	Gestación	Maternidad	Engorda	Destete	Engorda
<b>Largo*</b>	15	20	10	10	25	15	15	35	8	15
<b>Ancho*</b>	7	7	7	7	10	7	7	10	4	8
<b>Alto*</b>	2.5	2.5	2.5	2.5	5	3	3	10	2	5
<b>Área*</b>	105	140	70	70	250	105	105	350	32	120

\*Medidas en metros lineales

+Medidas en metros cuadrados

**Cuadro 3. Características de población animal de las granjas usadas en el experimento**

	Ocampo	Pueblo Nuevo	Valle de Santiago
<b>Sementales</b>	2	1	
<b>Vientres</b>	70	40	
<b>Lechones destetados</b>	200	150	90
<b>Cerdos en engorda</b>	150	120	80

Ya en las granjas, se usó una fumigadora STHIL SR450 con 14 L de capacidad. Se vació la cantidad de solución de conidios que le corresponde a cada área en la bomba, y se distribuyó en el área. Después se colocó una trampa de tira pegajosa y se dejó por 8 días. Trascurrido ese lapso se recogió la trampa y se volvió a dispersar el hongo en el área. Después de pasadas cuatro aplicaciones cada 8 días, se aplicó cada 15 días. El experimento duró 8 meses, desde julio del 2016 hasta mayo del 2017. Se contaron las moscas que se pegaron en las trampas con la ayuda de un contador manual, tomándose registros de los días en que se retiraron las trampas. Algunas trampas presentaron ataques de roedores, por lo que quedaron descartadas.

Las granjas a las que se les asperjó el hongo fueron las de Ocampo y la de Pueblo Nuevo. La granja testigo fue la de Valle, debido a que tenían un excelente control químico, cuya base es el uso del tiamethoxam, ya que su ubicación es cerca de la población humana. Este químico estuvo aplicándose a diario.

## **5.7 Análisis de resultados**

### **5.7.1. Evaluación de campo.**

Se calculó el porcentaje de control comparando la primera trampa colocada en las instalaciones con cada una de las trampas que se colocaron en el transcurso del experimento. Así se obtuvieron los porcentajes de control, para luego someterlos a una prueba de normalidad y después a un análisis de medidas repetidas, donde se consideró el efecto de los tratamientos a través del tiempo de una misma fuente. Para los análisis cada fecha fue una repetición. El análisis se efectuó con el paquete estadístico SAS (1997).

Cuando el porcentaje de control resultó negativo, éste se consideró como cero para efecto de los análisis.

Antes de realizar los análisis de los datos obtenidos de las diferentes áreas en las diferentes granjas se realizó una prueba T de Student para demostrar la independencia de los resultados.

## 6. Resultados

Bajo las condiciones en las que se realizó el experimento de campo se lograron obtener los porcentajes de control de cada granja y área de producción y se demostró que existe una reducción en el número de mosca respecto con el grupo testigo donde se utilizó producto químico.

En la granja de Ocampo, donde se aplicaron hongos entomopatógenos, se observó que en el área de reemplazos existió disminución en la cantidad de la población entre julio del 2016 y mayo del 2017, el porcentaje de control varió entre 6.35 y 47.88%, lo anterior con respecto al número de moscas atrapadas al inicio del estudio. En el área de gestación hubo disminución de moscas entre 4.59 y 24.23%. En el área de maternidad se observaron disminución de la población de moscas entre 5.19 y 35.14%. En el área del destete existieron disminución de las moscas entre 3.30 y 54.77%. En el área de la engorda se observaron disminución en el porcentaje de la población entre 30.17 y 52.96% (Cuadro 4). También se puede observar que a pesar de ser la misma granja y tener condiciones medioambientales similares son diferentes en la dinámica de población de mosca doméstica. El área que registró mayor cantidad de moscas fue el destete, con un máximo de 1752.

**Cuadro 4. Porcentajes de reducción poblacional de *M. domestica* obtenidos en la granja de Ocampo, tratada con *B. bassiana* (Bb6)**

	Ocampo					
	Registro	Reemplazos	Gestación	Maternidad	Destete	Engorda
<b>Julio</b>	1	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
	2	0.00	-24.23	84.23	0.00	117.70
	3	0.00	16.90	84.23	0.00	29.07
<b>Agosto</b>	1	0.00	-0.09	84.23	0.00	-7.48
	2	0.00	-22.14	33.83	0.00	3.57
	3	8.76	<b>-4.59</b>	31.37	0.00	6.74
<b>Septiembre</b>	1	-18.06	22.89	-33.07	-33.56	<b>-52.96</b>
	2	<b>-47.88</b>	8.79	13.84	-8.42	32.08
<b>Octubre</b>	1	97.56	8.79	47.71	12.48	-19.95
	2	-20.33	8.79	-31.48	-40.37	25.54
<b>Noviembre</b>	1	13.95	3.52	-31.48	50.21	5.18
	2	<b>-6.35</b>	<b>-43.08</b>	-31.48	-8.94	23.68
<b>Diciembre</b>	1	-20.81	4.13	-31.48	-0.10	25.59
	2	14.67	4.13	17.45	58.85	-42.57
<b>Enero</b>	1	8.85	4.13	<b>-35.14</b>	<b>-54.77</b>	6.70
<b>Febrero</b>	1	19.29	4.13	<b>-5.19</b>	39.17	-30.17
	2	-36.37	4.13	13.45	-12.28	110.23
<b>Marzo</b>	1	61.03	4.13	11.86	50.76	<b>-1.09</b>
	2	2.96	-10.60	15.29	-10.76	-33.76
<b>Abril</b>	1	-23.81	-10.60	6.18	<b>-3.30</b>	7.43
<b>Mayo</b>	1	36.06	-10.60	-24.06	-0.54	9.18

En la granja de Pueblo Nuevo, específicamente en el área de gestación se observaron disminución con respecto al número de moscas atrapadas al inicio del estudio entre 0.32 y 38.12%. El área de maternidad tuvo disminución del número de moscas entre 3.50 y 65.24%. En el área de engorda se observaron disminución de la población de mosca entre el 8.42 y 48.95% (Cuadro 5). El área que registró una mayor cantidad de moscas fue la maternidad, con un máximo de 1841.

Las áreas de destete y engorda en Valle tuvieron un movimiento poblacional similar con disminuciones entre 5.45 y 74.86% y 12.73 y 93.64% respectivamente y con respecto al número de moscas atrapadas al inicio del estudio (Cuadro 6). El área que registró una mayor cantidad de moscas fue el destete, con un máximo de 1910.

**Cuadro 5. Porcentajes de reducción poblacional de *M. domestica* obtenidos de la granja de Pueblo Nuevo tratada con *B. bassiana* (Bb6)**

	Pueblo Nuevo			
	Registro	Gestación	Maternidad	Engorda
<b>Julio</b>	1	0.00	0.00	0.00
	2	9.18	-11.52	7.15
	3	-12.83	-17.82	13.94
	4	-1.57	-4.03	13.94
<b>Agosto</b>	1	-28.43	38.70	13.94
	2	21.75	19.71	-19.53
	3	<b>-38.12</b>	-43.44	4.32
<b>Septiembre</b>	1	220.91	165.27	139.84
	2	-20.18	<b>-65.24</b>	<b>-8.42</b>
	3	-33.81	-39.69	<b>-8.42</b>
<b>Octubre</b>	1	44.24	158.29	<b>-8.42</b>
	2	-12.73	-6.32	-42.00
<b>Noviembre</b>	1	-2.13	-61.78	73.48
	2	32.32	148.18	42.25
<b>Diciembre</b>	1	-27.30	<b>-3.50</b>	<b>-48.95</b>
	2	9.39	-17.66	64.86
<b>Enero</b>	1	3.00	-4.40	-2.16
<b>Febrero</b>	1	-24.00	-21.69	-31.22
	2	37.25	-14.23	-15.13
<b>Marzo</b>	1	38.98	79.42	114.50
	2	-13.43	-22.07	-15.42
<b>Abril</b>	1	<b>-0.32</b>	30.06	-29.73
<b>Mayo</b>	1	-11.88	-21.78	9.95



**Cuadro 6. Porcentajes de reducción poblacional de *M. domestica* obtenidos de la granja de Valle de Santiago, tratada con thiametoxam.**

	Valle de Santiago		
	Registro	Destete	Engorda
<b>Julio</b>	1	0.00	0.00
	2	<b>-5.45</b>	-40.88
	3	-27.38	68.86
<b>Agosto</b>	1	-45.63	-51.95
	2	<b>924.09</b>	218.66
<b>Septiembre</b>	1	-47.61	-46.52
	2	159.86	16.94
<b>Octubre</b>	1	-67.12	<b>-93.64</b>
	2	-3.03	<b>1311.11</b>
<b>Noviembre</b>	1	-15.27	-29.33
	2	15.70	25.63
<b>Diciembre</b>	1	23.95	19.73
	2	<b>-74.86</b>	-52.78
<b>Enero</b>	1	50.00	29.41
<b>Febrero</b>	1	11.83	83.33
	2	-45.51	<b>-12.73</b>
<b>Marzo</b>	1	121.18	-56.06
	2	82.71	1.29
<b>Abril</b>	1	-65.94	47.23
<b>Mayo</b>	1	84.19	-54.62

Al comparar áreas con cerdos en la misma etapa productiva se pudieron apreciar los movimientos poblacionales entre las áreas tratadas con *B. bassiana* y las que se les conitnuó aplicando insecticida. En la granja de Valle hubo un aumento de 924% en el destete en el mes de agosto y en la engorda de 1311% en el mes de octubre. El resto de las granjas no presentaron variaciones significativas (Cuadros 7, 8 y 9).

**Cuadro 7. Comparación de reducción poblacional entre los destetes de la granja de Ocampo (tratada con *B. bassiana* (cepa Bb6)) y la de Valle de Santiago (tratada con thiametoxam)**

<b>Comparación destetes</b>			
	<b>Registro</b>	<b>Valle de Santiago</b>	<b>Ocampo</b>
<b>Julio</b>	1	0.00	0.00
	2	-5.45	0.00
	3	-27.38	0.00
<b>Agosto</b>	1	-45.63	0.00
	2	<b>924.09</b>	0.00
<b>Septiembre</b>	1	-47.61	-33.56
	2	159.86	-8.42
<b>Octubre</b>	1	<b>-67.12</b>	12.48
	2	-3.03	-40.37
<b>Noviembre</b>	1	-15.27	50.21
	2	15.70	-8.94
<b>Diciembre</b>	1	23.95	-0.10
	2	-74.86	58.85
<b>Enero</b>	1	50.00	<b>-54.77</b>
<b>Febrero</b>	1	11.83	39.17
	2	-45.51	-12.28
<b>Marzo</b>	1	121.18	50.76
	2	82.71	-10.76
<b>Abril</b>	1	-65.94	-3.30
<b>Mayo</b>	2	84.19	-0.54

**Cuadro 8. Comparación de los porcentajes de reducción poblacional entre las engordas de la granja de Ocampo (tratada con *B. bassiana* (cepa Bb6)) y la de Valle de Santiago (tratada con thiametoxam)**

Comparación engordas			
	Registro	Valle de Santiago	Ocampo
<b>Julio</b>	1	0.00	0.00
	2	-40.88	117.70
	3	68.86	29.07
<b>Agosto</b>	1	-51.95	-7.48
	2	218.66	3.57
<b>Septiembre</b>	1	-46.52	<b>-52.96</b>
	2	16.94	32.08
<b>Octubre</b>	1	-93.64	-19.95
	2	<b>1311.11</b>	25.54
<b>Noviembre</b>	1	-29.33	5.18
	2	25.63	23.68
<b>Diciembre</b>	1	19.73	25.59
	2	-52.78	-42.57
<b>Enero</b>	1	29.41	6.70
<b>Febrero</b>	1	83.33	-30.17
	2	-12.73	110.23
<b>Marzo</b>	1	<b>-56.06</b>	-1.09
	2	1.29	-33.76
<b>Abril</b>	1	47.23	7.43
<b>Mayo</b>	1	-54.62	9.18

**Cuadro 9. Comparación de los porcentajes de reducción poblacional entre las engordas de la granja de Pueblo Nuevo (tratada con *B. bassiana* (cepa Bb6)) y la de Valle de Santiago (tratada con thiametoxam).**

<b>Comparación engordas</b>			
	<b>Registro</b>	<b>Valle de Santiago</b>	<b>Pueblo Nuevo</b>
<b>Julio</b>	1	0.00	0.00
	2	-40.88	7.15
	3	68.86	13.94
<b>Agosto</b>	1	-51.95	13.94
	2	218.66	-19.53
<b>Septiembre</b>	1	-46.52	139.84
	2	16.94	-8.42
<b>Octubre</b>	1	-93.64	-8.42
	2	<b>1311.11</b>	-42.00
<b>Noviembre</b>	1	-29.33	73.48
	2	25.63	42.25
<b>Diciembre</b>	1	19.73	<b>-48.95</b>
	2	-52.78	64.86
<b>Enero</b>	1	29.41	-2.16
<b>Febrero</b>	1	83.33	-31.22
	2	-12.73	-15.13
<b>Marzo</b>	1	<b>-56.06</b>	114.50
	2	1.29	-15.42
<b>Abril</b>	1	47.23	-29.73
<b>Mayo</b>	1	-54.62	9.95

Para el análisis estadístico primero se consideró sólo la comparación de áreas presentes en todas las granjas integradas en el estudio (Ocampo, Valle de Santiago y Pueblo Nuevo), debido a que en la granja testigo (Valle de Santiago) sólo contaba con destete y engorda. Los análisis estadísticos se realizaron con el destete de Valle de Santiago comparado con el destete de Ocampo, la engorda de Valle de Santiago comparado con la engorda de Ocampo y la engorda de Valle de Santiago comparado con la engorda de Pueblo Nuevo

La prueba de T de student de los resultados del área de destete de las granjas de Ocampo y Valle de Santiago mostraron que los registros de población de mosca con los efectos del tratamiento en ambas granjas son estadísticamente iguales ( $t=-1.10$ ,  $Pr=0.2903$ ). El análisis de medidas repetidas Ocampo-Valle de Santiago para el área de destete, no mostró diferencias estadísticas significativas en la población de Ocampo ( $t=1.38$ ;  $Pr=0.1890$ ), mientras que en la de Valle de Santiago existieron diferencias estadísticas significativas ( $t=3.46$ ;  $Pr= 0.0038$ ).

La prueba T de Student de los resultados del área de engorda de las granjas de engorda de las granjas de Ocampo y Valle de Santiago mostraron que los registros de mosca con los efectos del tratamiento en ambas granjas son estadísticamente iguales ( $t=-1.47$ ,  $Pr=0.1588$ ). El análisis de medidas repetidas para el área de engorda de Ocampo y Valle de Santiago mostró que no hubo diferencias significativas en la población de Ocampo ( $t=1.52$ ,  $Pr=0.1457$ ), en el área de engorda de la granja de Valle presentaron diferencias estadísticas significativas entre las diferentes muestras a lo largo del experimento ( $t=3.48$ ,  $Pr=0.0027$ ).

La prueba T de Student de los resultados del área de engorda de las granjas de Pueblo Nuevo y Valle de Santiago mostraron que los registros de población de mosca con los efectos del tratamiento en ambas granjas son estadísticamente iguales ( $t=-1.33$ ,  $Pr=0.2016$ ). El análisis de medidas repetidas de las áreas de engorda de Pueblo Nuevo y Valle mostró que existieron diferencias significativas importantes en la población de Pueblo Nuevo ( $t=2.61$ ,  $P=0.0184$ ), y la de Valle de Santiago mostró diferencias estadísticas significativas entre las diferentes muestras a lo largo del experimento ( $t=4.68$ ,  $Pr=0.0002$ ).

## 7. Discusión

De acuerdo a los resultados obtenidos se demostró que *B. bassiana* reduce las poblaciones de *M. domestica* en las granjas porcinas.

Cova *et al.* (2009) comprobaron que *B. bassiana* es efectiva en el control de la mosca en granjas avícolas. Utilizaron una concentración de  $9 \times 10^7$  conidios/mL y leche en polvo (3 g/L) a, la cual se asperjó en las casetas avícolas cada semana por tres semanas y contaron las moscas con ayuda de trampas de celdas. Encontraron que, al asperjar semanalmente el hongo, las poblaciones de mosca se reducen en un 80, 81 y 100%. Los resultados de este estudio fueron menores en comparación con los de los autores anteriores, probablemente se debió a que el método utilizado difiere con el del presente estudio, pues se utilizó una concentración de conidios más alta además de que no se utilizó un aditivo para asperjar, se hicieron aspersiones con más frecuencia y para el conteo de mosca se utilizaron otros métodos.

Kaufman *et al.* (2005) evaluaron *B. bassiana* a una concentración de  $5 \times 10^{11}$  conidios/10 g, es efectivo controlando las poblaciones de mosca que un insecticida en casetas de aves de postura, además liberaron parasitoides *Muscidifurax raptor* Girault y Sanders y *M. raptorellus* Kogan y Legner (Hymenoptera: Pteromalidae), encontrándose que el hongo no afecta la capacidad de parasitar de las avispa. Contaron las moscas con ayuda de tarjetas pegajosas para obtener los porcentajes de reducción. Así se logró reducir las poblaciones entre un 21 y un 43%, con un tiempo de duración de Mayo a Junio y 22 aplicaciones en el transcurso. Para el conteo se usaron tarjetas pegajosas de 76 X 127 mm y tiras pegajosas de 45 cm. Los resultados del presente estudio fueron similares, e incluso más altos en algunas áreas (destete y la engorda de Ocampo, y la maternidad de Pueblo Nuevo). Una diferencia notable con el presente estudio fue el uso de avispa, y una concentración de conidios mayor, además de que en el presente estudio se realizaron menos aspersiones.

Skovgard y Steenberg (2002) encontraron que el hongo entomopatógeno *Entomophthora muscae* regula poblaciones de mosca doméstica de forma natural en los establos lecheros y las granjas porcinas de Dinamarca. Capturaron 100 moscas por mes de 3 establos lecheros y una granja de cerdos, y las alojaron en contenedores con agua y alimento hasta su muerte, donde fueron trasladadas a cajas de Petri hasta que el hongo emergió. El experimento se realizó entre Mayo, Agosto, Septiembre y Octubre. Obtuvieron mortalidades de 17 a 90% en el primer establo, de 7 a 63% en el segundo establo, de 47 a 69% en el tercer establo y de 37 a 41% en la granja de cerdos. Los resultados concuerdan con los del presente estudio, sobre todo en las áreas de engorda de Ocampo y Pueblo Nuevo. Una diferencia fue el no haber asperjado ningún entomopatógeno cultivado en laboratorio en los sitios de estudio, y recolectar moscas silvestres para su mantenimiento.

Galindo-Velasco *et al.* (2015) evaluaron la eficacia de los hongos entomopatógenos sobre *H. irritans* en unidades productoras de bovinos del trópico seco en México. Cultivaron *Isaria fumosorosea* y *M. anisopliae* en laboratorio e hicieron soluciones cuyas concentraciones fueron de  $1 \times 10^8$  conidios/mL. Estas soluciones las asperjaron directamente sobre bovinos en establos localizados en el estado de Colima. Contaron las moscas a diario, enfocándose en zonas anatómicas que esta especie ataca. Obtuvieron mortalidades de 94 a 100%. Estos resultados son superiores a los del presente estudio, pese a que se utilizó la misma concentración de conidios/mL en ambos estudios. Probablemente se debe a que se usaron especies distintas de hongos entomopatógenos, el insecto blanco fue otra especie y las condiciones medioambientales fueron diferentes.

Watson *et al.* (1996) evaluaron *B. bassiana* como método de control en las becerreras de dos granjas lecheras en Nueva York. La solución tenía una concentración de  $1 \times 10^7$  conidios/mL, y fue asperjada en el interior de las becerreras con ayuda de una bomba de mano. Las moscas fueron recolectadas con una red alrededor de las becerreras cada día por 3 minutos, las almacenaron con agua y alimento en recipientes hasta su muerte, donde fueron trasladadas a cajas



de Petri con papel humedecido para verificar si había micosis. Una tercera granja se usó de testigo. El experimento duró 6 semanas, con dos etapas de 3 semanas, la primera de Julio a Agosto y la segunda de finales de Julio, Septiembre y a principios de Octubre. Al principio de cada etapa se utilizó una aspersión de conidios. Obtuvieron disminuciones de 94.92%, con una micosis de 44% en los individuos capturados de ambos establos tratados con el hongo. Estos resultados son un más altos que los del presente estudio, probablemente porque se utilizó una concentración menor, una cepa de hongo distinta y un medio de aspersión diferente. Una diferencia notable con el presente estudio fue la captura y mantenimiento de las moscas, ya que así se verificó que el hongo entomopatógeno actuara sobre el insecto.

Geden *et al.* (1993) evaluaron a *E. muscae* en los establos lecheros de Nueva York como una forma de control de la mosca. Cultivaron el hongo e infectaron adultos. Dejaron cadáveres de mosca y adultos vivos infectados con el hongo en los sitios de prueba y colocaron tarjetas pegajosas que reemplazaron cada semana. El experimento duró de Mayo a Octubre. Obtuvieron mortalidades de 20 a 65% en las granjas tratadas. Estos resultados concuerdan con los del presente estudio, sobre todo en el área de engorda de Ocampo. Las diferencias con el presente estudio fueron la manera de introducir el hongo a los establos, pues se dejaron adultos muertos micosados y adultos vivos infectados. También que en este estudio no se calculó una concentración de conidios para infectar a las moscas.

La granja testigo de Valle de Santiago utilizó como método de control de *M. domestica* un insecticida cuyo ingrediente activo es el tiamethoxam, el cual pertenece a la familia de los neonicotinoides. Se han realizado estudios para evaluar la eficacia del tiamethoxam sobre *M. domestica* en laboratorio. Khan *et al.* (2015) evaluaron la toxicidad del tiamethoxam y la resistencia de éste en moscas, capturadas en localidades de Pakistán, en bioensayos de laboratorio, aplicando tópicamente el insecticida una vez. Obtuvieron porcentajes de mortalidad de 2.9 a 50.12% con una DL<sub>50</sub> de 97.7 µg/mL, y a su vez obtuvieron porcentajes de resistencia de 7.66 a 20.13%, con una temperatura de 25 ± 2°C y una humedad de

60 ± 5°, y los datos se recolectaron durante 3 días. Los resultados del presente estudio fueron superiores, además de que los datos se recolectaron cada 15 días, el insecticida se administró en forma continua y en cebo y la humedad y temperatura fueron semejantes en ambos estudios.

Kristensen y Jespersen (2008) evaluaron la susceptibilidad de *M. domestica* al tiamethoxam en moscas capturadas de granjas en Dinamarca. Efectuaron bioensayos en donde administraron el insecticida, a una concentración de 99.7 µg/g, en forma de cebo, manteniendo una temperatura de 25-26°C y una humedad de 60-65%, capturando datos durante 3 días. Obtuvieron porcentajes de mortalidad de 20 a 63%. Si bien en el presente estudio no se evaluó la resistencia, los porcentajes de mortalidad fueron superiores, además se recolectaron datos cada 15 días, la administración del insecticida fue la misma, aunque de forma continua, y la humedad y temperatura fueron semejantes.

Ong *et al.* (2015) evaluaron la eficacia del tiamethoxam contra otros insecticidas usados en las granjas avícolas de Malasia, como ciflutrina, lamdalcialotrina, fipronila e imidalcloprida. Capturaron moscas del campo e hicieron bioensayos, donde administraron los insecticidas en forma tópica y en cebo, con una concentración de 60 g/L, y recolectaron datos cada 12 h, con una temperatura de 26 ± 2 °C y humedad de 65 ± 6%. Obtuvieron resistencias de 3.61 y 8.91% en la administración de cebo con tiamethoxam y concluyeron que es el segundo insecticida en generar resistencia de la lista de químicos que se empleó. Los resultados del presente estudio fueron superiores, con la diferencia de que se recolectaron datos cada 15 días, la administración del cebo, las temperaturas y humedades fueron semejantes, aunque el tiempo de administración del cebo fue continua.

Las áreas que registraron mayor cantidad de moscas fueron los destetes de la granja de Valle y la de Ocampo. Esto probablemente se debe al uso de saborizantes dulces y derivados lácteos. Zhu *et al.* (2016) reporta el uso de diferentes concentraciones de saborizante (neotame) en la palatabilidad del alimento y el rendimiento de crecimiento del lechón, y concluye que al agregar el

saborizante al alimento a concentración de 30 mg/kg, éste es rápidamente aceptado por el animal, a diferencia del alimento testigo. Esto se traduce en un mayor consumo de alimento (29 g/día más que con alimento testigo) y le ayuda a ganar peso rápidamente (cerca de 31 g/día más que con alimento sin saborizante). En el presente estudio no se midieron la aceptación de los alimentos ni su ganancia de peso, pero sí se observó que los alimentos usados en esta área tienen saborizantes dulces en su composición. Esto es un probable indicador de la alta presencia de la mosca en esta área.

## 8. Conclusiones

*B. bassiana* (cepa Bb6) reduce las poblaciones de *M. domestica* en las granjas porcinas donde fue asperjado y evaluado.

Las poblaciones de *M. domestica* de las granjas porcinas evaluadas con *B. bassiana* (cepa Bb6) mantienen un movimiento poblacional estable en comparación con las moscas controladas con el tiamethoxam.

Las aplicaciones quincenales de *B. bassiana* (cepa Bb6) lograron reducir la población de *M. domestica* en comparación con las aplicaciones diarias de tiamethoxam.

Las áreas que reportan mayor número de moscas son los destetes debido al uso de saborizantes dulces y derivados en los alimentos.

## 9. Literatura citada

- Akiner M. M., Çağlar S. S. 2005. The status and seasonal changes of organophosphate and pyrethroid resistance in Turkish populations of the house fly, *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae). *J. Vec. Ecol.* 31:426-432.
- Alatorre-Rosas, R. 2016. Hongos entomopatógenos, alternativa en el manejo de insectos plaga. En: *Memorias del XVII Curso Nacional de Control Biológico*. Guadalajara, Jalisco, México. 115.
- Alonso-Díaz M. A., García L., Galindo-Velasco E., Lezama-Gutiérrez R., Ángel-Sahagún C. A., Rodríguez-Vivas R. I., Fragosó-Sánchez H. Evaluation of *Metarhizium anisopliae* (Hyphomycetes) for the control of *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae) on naturally infested cattle in the Mexican tropics. *Vet. Parasitol.* 147:336-340.
- Anderson R. B., Bell A. S., Blanford S., Paaijmans K. P., Thomas R. B. 2011. Comparative growth kinetics and virulence of four isolates of entomopathogenic fungi in the house fly (*Musca domestica* L.). *J. Invert. Path.* 107:179-184.
- Anderson T. M., Dragicevic S. 2016. Geospatial pest-parasitoid agent based model for optimizing biological control of forest insect infestation. *Ecol. Mod.* 337:310-329.
- Archana M., D'Souza P. E., Patil J. 2017. Efficacy of entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Steinernematidae and Heterorhabditidae) on developmental stages of house fly, *Musca domestica*. *J. Parasit. Dis.* 41:782-794.
- Bangerter P. D., Sidler X., Perreten V., Overesch G. 2016. Longitudinal study on the colonization and transmission of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in pig farms. *Vet. Microb.* 183:125-134.
- Beyli, M. E., Brunori J., Campagna D., Cottura G., Crespo D., Denegri D., Ducommun M.L., Faner C., Figueroa M. E., Franco R., Giovannini F., Goenaga P., Lomello V., Lloveras M., Millares, P., Odetto S., Panichelli D., Pietrantonio J., Rodríguez Fazzone M., Suárez R., Spiner N., Zielinsky G.

2012. Buenas Prácticas Pecuarias (BPP) para la producción y comercialización porcina familiar. FAO. Argentina.
- Birkemoe T. 2009. Biological control of *Musca domestica* and *Stomoxys calcitrans* by mass releases of the parasitoid *Spalangia cameroni* on two Norwegian pig farms. *BioControl*. 54:425-436.
- Birkemoe T., Oyrehagen H. 2010. Parasitism of the house fly parasitoid *Spalangia cameroni* on Norwegian pig farms: local effect of release method. *BioControl*. 55:583-591.
- Blunt, R., McOrist S., McKillen J., McNair I., Jiang T., Mellits K. 2011. House fly vector for porcine circovirus 2b on commercial pig farms. *Vet. Microb.* 149:452-455.
- Boes J., Kanora A., Havn K. T., Christiansen S., Vestergaard-Nielsen K., Jacobs J., Alban L. 2010. Effect of *Ascaris suum* infection on performance of fattening pigs. *Vet. Parasitol.* 172:269-276.
- Burgess, IV E.R., King B. H. 2015. Compatibility of the Parasitoid Wasp *Spalangia endius* (Hymenoptera: Pteromalidae) and Insecticides against *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) as Evaluated by a New Index. *J. Econ. Entomol.* 108:986-992.
- Butt T. M., Coates C. J., Dubovskiy I. M., Rattcliffe N. A. 2016. Entomopathogenic fungi: New insights into host-pathogen interaction. *Advan. Gen.* 94:307-364.
- Cañedo V., Ames T. 2004. Manual de laboratorio para el manejo de hongos entomopatógenos. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 62 p.
- Chae C. 2015. Porcine respiratory disease complex: Interaction of vaccination and porcine circovirus type 2, porcine reproductive and respiratory syndrome virus, and *Mycoplasma hyopneumoniae*. *Vet. J.* 212:1-21.
- Chan G., Farzan A., DeLay J., McEwen B., Prescott J. F., Friendship R. F. 2013. A retrospective study on the etiological diagnoses of diarrhea in neonatal piglets in Ontario, Canada, between 2001-2010. *Can. J. Vet. Res.* 77:254-260.

- Chilundo A. G., Mukaratirwa S., Pondja A., Afonso S., Miambo R., Johansen M. V. 2017. Prevalence and risk factors of *endo*- and ectoparasitic infections in smallholder pigs in Agónia district, Mozambique. *Vet. Parasitol: Regional Studies and Reports*. 7:1-8.
- Cho J. G., Dee S. A. 2006. Porcine reproductive and respiratory syndrome virus. *Theriogen*. 66:655-662.
- Ciche T. A., Darby C., Ehlers R-F., Forst S., Goodrich-Blair H. 2006. Dangerous liaisons: The symbiosis of entomopathogenic nematodes and bacteria. *Biol. Con*. 38. 22-46.
- Cickova H., Kozanek M., Moravek I., Takac P. 2012. A behavioral method for separation house fly (Diptera: Muscidae) larvae for processed pig manure. *J. Econ. Entomol*. 105:62-66.
- Clement S. L., Hellier B. C., Elberson L. R., Staska R. T., Evans M. A. 2007. Flies (Diptera: Muscidae: Calliphoridae) are efficient pollinators of *Allium ampeloprasum* L. (Alliceae) in field cages. *J. Econ. Entomol*. 100:131-135.
- Cooper V. L. 2000. Diagnosis of neonatal pig diarrhea. *Vet. Clin. Nor. A: Food Animal Practice*. 16:117-133.
- Cova L. J., Scorza J. V., García D. E., Cañizales L. M., Guedez C. C., Avedaño M. L., Medina M. G. 2009. Efecto de *Beauveria bassiana*, *Beauveria brongniartii* y la aplicación de gasoil en el control de moscas caseras en galpones avícolas. *Ava. Inv. Agro*. 13:41-53.
- Cruz-Vazquez C., Carvajal-Marquez J., Lezama-Gutiérrez R., Vitela-Mendoza I., Ramos-Parra R. 2015. Efficacy of the entomopathogenic fungi *Metarhizium anisopliae* in the control of infestation by stable flies *Stomoxys calcitrans* (L.), under natural infestation conditions. *Vet. Parasitol*. 212:350-355.
- Darwich, L., Mateu E. 2012. Immunology of porcine circovirus type 2 (PCV2). *Vir. Res*. 164:61-67.

- Denning S. S., Washburn S. P., Watson D. W. 2014. Development of a novel walking-through fly trap for the control of horn flies and other pests on pastured dairy cows. *J. Dai. Sci.* 97:1-8.
- Díaz-Bautista A. 2003. Efectos de la Globalización en la Competitividad y en los Sistemas Productivos Locales de México. *Obs. Econ. Lat.* 5.
- Diclaro, II J. W., Cohnstaedt L. W., Pereira R. M., Allan S. A., Koehler P. G. 2012. Behavioral and Physiological Response of *Musca domestica domestica* (Diptera: Muscidae), in laboratory and simulated field bioassays to Colored Visual Targets. *J. Med. Entomol.* 49:94-100.
- Dorny P., Dermauw V., Van Hul A., Trevisan C., Gabriël S. 2017. Serological diagnosis of *Taenia solium* in pigs: No measurable circulating antigens and antibody response following exposure to *Taenia saginata* oncospheres. *Vet. Parasitol.* 245:39-41.
- Emeka A. I., Oscar E. V. Comparative Study of Growth Performance, Food Utilization and Survival of the African Catfish *Clarias gariepinus* (Burchel, 1822) Fingerlings Fed Live Maggot (*Musca domestica*) and Coppens Commercial Feed. *IJSRSET.* 2:379-386.
- Ezewudo B. I., Monebi C. O., Ubwumba A. A. A. 2015. Production and utilization of *Musca domestica* maggots in the diet of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) fingerlings. *Afr. J. Agri. Res.* 10:2363-2371.
- FAO. Fondo de las Organizaciones Unidas para la Alimentación. Estadísticas de producción agropecuaria, 2017. Tomado de <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QA/E>
- Faria, M., Lopes, R.B., Souza, D.A., Wraight, S.P. 2014 Conidial Vigor vs. Viability as Predictors of Virulence of Entomopathogenic Fungi. *J. Inv. Path.* 125:68-72.
- Farooq M., Freed S. 2016. Infectivity of house fly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) to different entomopathogenic fungi. *Bra. J. Micro.* 47:807-816.



- Fernández E. K. K., Bittencourt V. R. E. P. 2008. Entomopathogenic fungi against South America tick species. *Exp. App. Acar.* 46:71-93
- Ferreira V. dos S. B., Barcellos I. da S., Carramaschi I. N., Santos-Mallet J. N., Queiroz M. M. C., Zahner V. 2016. Larvicidal activity and effects on post embryonary development of laboratory reared *Musca domestica* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Muscidae), treated with *Brevibacillus laterosporus* (Laubach) spore suspensions. *J. Inv. Path.* 137:54-57.
- Fischer O., Mátlová L., Dvorská L., Svástová P., Bartl J., Melichárek I., Weston R. T., Pavlík I. 2001. Diptera as vectors of mycobacterial infections in cattle and pigs. *Med. Vet. Entomol.* 15:208-211.
- Förster M., Klimpel S., Sievert K. 2009. The house fly (*Musca domestica*) as a potential vector of metazoan parasites caught in a pig-pen in Germany. *Vet. Parasitol.* 160:163-167.
- Furutani A., Kawabata T., Sueyoshi M., Sasaki Y. 2017. Impact of porcine epidemic diarrhea on herd and individual Berkshire sow productivity. *A. Repro. Sci.* 183:1-8.
- Galindo-Velasco E., Lezama-Gutiérrez R., Cruz-Vázquez C., Pescador-Rubio A., Ángel-Sahagún C. A., Ojeda-Chi M. M., Rodríguez-Vivas R. I., Contreras-Lara E. 2015. Efficacy of entomopathogenic fungi (Ascomycetes: Hypocreales) against adult *Haematobia irritans* (Diptera: Muscidae) under stable conditions in the Mexican dry tropics. *Vet. Parasit.* 209:173-178.
- García M. V., Monteiro A. C., Szabo M. J. P., Prette N., Bechara G. H. 2005. Mechanism of infection and colonization of *Rhipicephalus sanguineus* eggs by *Mertarhizium anisopliae* as revealed by scanning electron microscopy and histopathology. *Braz. J. Micro.* 36:368-372.
- Geden C. J., Szumlas D. E., Walker T. W. 2009. Evaluation of Commercial and Field-Expedient Baited Traps for House Flies, *Musca domestica* L. (Diptera: Muscidae). *J. Vec. Ecol.* 34:99-103.

- Geden C. J., Steinkraus D. C., Rutz D. A. 1993. Evaluation of two methods of release *Entomophthora muscae* (Entomophthorales: Entomophthoraceae) to infect house flies (Diptera: Muscidae) on dairy farms. *Environ. Entomol.* 20:1201-1208.
- Georgis R., Koppenhöfer A.M., Lacey L.A., Bélair G., Duncan L.W., Grewal P.S., Samish M., Tan L., Torr P., van Tol R.W.H.M.. 2015. Successes and failures in the use of parasitic nematodes for pest control. *Biol. Cont.* 38:103-123.
- Gómez-Tenorio G., Rebollar-Rebollar S., Hernández Martínez J., Guzmán Soria E. 2012. Competitividad de la producción porcina de México y Estados Unidos. *Rev. Com. Ext.* 137:36-45.
- Gontijo L. M., Beers E. H., Snyder W. E. 2015. Complementary suppression of aphids by predators and parasitoids. *Biol. Con.* 90:83-91.
- Herrera-Martín del Campo A. 2014. Diarrea epidémica porcina (DEP) Experiencias en México e impacto económico. 2° Simposio sobre diarrea epidémica porcina.
- Hillyer, J. F. 2016. Insect immunology and hematopoiesis. *Dev. Comp. Imm.* 58:102-118.
- Holtkamp D. J., Rotto H., Garcia R. 2007. Economic Cost of Major Health Challenges in Large US Swine Production Systems. *Swine News.* 30:3-4
- Holtkamp D. J., Kliebstein J. B., Neuman E. J., Zimmerman J. J., Rotto H. F., Yoder T. K., Wang C., Yeske P. E., Mowrer C. L., Haley C. A. 2013. Assessment of the economic impact of porcine reproductive and respiratory syndrome virus on United States pork producers. *J. Swi. H. Prod.* 21:72-84.
- Hussein M., Pillai V. V., Goddard J. M., Park H. G., Kothapalli K. S., Ross D. A., Ketterings Q. M., Brenna J. T., Milstein M. B., Marquis H., Johnson P. A., Nyrop J. P., Selvaraj V. Sustainable production of housefly (*Musca domestica*) as a protein-rich feed ingredient by utilizing cattle manure. *PlosONE.* 12:1-19.

- Iqbal, W., Malik M. F., Sarwar M. K., Azam I., Iram M., Rashda A. 2014. Role of housefly (*Musca domestica*, Diptera; Muscidae) as a disease vector. J. Entomol. Zoo. Stud. 2:159-163.
- Jiju J. S., Kumar A., Uniyal V. P. 2017. Preliminary study on diversity of insects pollinators in Navdanya organic farm, Dehradun, Uttarakhand, India. Ind. Fores. 143:1042-1045.
- Kaufman P. E., Reasor C., Rutz D. A., Ketzis J. K., Arends J. J. 2005. Evaluations of *Beauveria bassiana* applications against adult house fly, *Musca domestica*, in commercial caged-layer poultry facilities in New York state. Biol. Con. 33:360-367.
- Khan H. A. A., Akram W., Iqbal J., Naeem-Ullah U. 2015. Thiamethoxam Resistance in the House Fly *Musca domestica* L.: Current Status, Resistance Selection, Cross-Resistance, Potential and Possible Biochemical Mechanisms. Plos One. 1-9
- Khan H. A. A., Akram W., Iqbal N. 2015. Selection and Preliminary Mechanism of Resistance to Profenofos in a Field Strain of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) from Pakistan. J. Med. Entomol. 52:1-5.
- Kristensen M., Jespersen J. B. 2003. Larvicide Resistance in *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) Populations in Denmark and Establishment of Resistant Laboratory Strains. J. Econ. Entomol. 96:1300-1306.
- Kristensen M. Jespersen J. 2008. Susceptibility to thiamethoxam of *Musca domestica* from Danish livestock farms. Pest. Manag. Sci. 64:126-132.
- Lagadic L., Caquet T. 2014. Bacillus thuringiensis. Encyclopedia of Toxicology. Third edition. 355-359.
- Lee C. 2015. Porcine epidemic diarrhea virus: An emerging and re-emerging swine virus. Virol. J. 12:1-16.
- Lezama-Gutiérrez R., Murguía-Rosales R. A. 1990. Evaluación de cinco sustratos en la multiplicación masiva de tres cepas de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sor. y su virulencia sobre *Spodoptera frugiperda* J. Smith. En: XIII Congreso

- Nacional de Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico. Colima, Colima, México. 81.
- Loera-Muro, V. M., Loera-Muro, A., Morfín-Mata, M., Jacques, M., Avelar-González, F. J., Ramírez-Castillo. F., Ramírez-López, E. M., Guerrero-Barrera A. L. 2014. Porcine Respiratory Pathogens in Swine Farms Environment in Mexico. *Op. J. A. Sci.* 4:196-205.
- Lu. H. L., St. Leger R. J. 2016. Insect Immunity to Entomopathogenic Fungi. *Adv. Gen.* 94:251-285.
- Manzano-Agugliaro F., Sanchez-Muros M. J., Barroso F. G., Martínez-Sánchez A., Rojo S., Pérez-Bañón C. 2012. Insects for biodiesel production. *Ren. Sust. Ener. Rev.* 16:3744-3753.
- Mishra S., Kumar P., Malik A., Satya S. 2011. Adulticidal and larvicidal activity of *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* against housefly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) in laboratory and simulated field bioassays. *Parasitol Res.* 108. 10. 1483-1492.
- Mishra S., Malik A. 2012. Comparative evaluation of five *Beauveria* isolates for house fly (*Musca domestica* L.) control and growth optimization of selected strain. *Parasitol. Res.* 111:1937-1945.
- Memmi B. K. 2009. Mortality and knockdown effects of imidacloprid and methomyl in house fly (*Musca domestica* L. Diptera: Muscidae) populations. *J. Vec. Ecol.* 35:144-148.
- Merdan B. A. 2012. *Bacillus thuringiensis* as a feed additive to control *Musca domestica* associated to poultry houses. *J. Bas. & App. Zool.* 65:83-87.
- Mhina G. J., Leppla N. C., Thomas N. H., Solís D. 2016. Cost effectiveness of biological control of invasive mole crickets in Florida pastures. *Biol. Cont.* 100:108-115.
- Mochi D. A., Monteiro A. C., Ribeiro-Machado A. C., Yoshida L. 2010. Entomopathogenic fungal activity against pupae and adult *Haematobia irritans* (Diptera: Muscidae). *Vet. Parasitol.* 168:105-110.

- Mwamburi L. A., Laing M. D., Miller R. 2009. Interaction between *Beauveria bassiana* and *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* for the control of house fly larvae and adults in poultry houses. Poul. Sci. 88:2307-2314.
- Mwamburi L. A., Laing M. D., Miller R. M. 2010. Laboratory Screening of Insecticidal Activities of *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces lilacinus* Against Larval and Adult House Fly (*Musca domestica* L.). Afr. Entomol. 18:38-46.
- Nazni W. A., Apandi M. Y., Eugene M., Azahari A. H., Shahar M. K., Zainah S., Vthylingam I., Lee H. L. 2013. The potential of house fly, *Musca domestica* (L) in the mechanical transmission of influenza A subtype H1N1 virus under laboratory conditions. J. Gen. Mol. Virol. 5:22-28.
- Ngamwongsatit B., Tanomsridachchai W., Suthienkul O., Urairong S., Navasakuljinda W., Janvilisri T. 2015. Multidrug resistance of *Clostridium perfringens* isolated from diarrheal neonatal piglets in Thailand. Anaero. 38:88-93.
- Oguzoglu I., Özer N. 2007. Bioassays of the Entomopathogen Nematode *Steinernema feltiae* All Type (Rhabditida: Steinernematidae) and *Heterorhabditis bacteriophora* Tur-H2 (Rhabditida: Steinernematidae). Hacettepe J. Biol. Chem. 35:39-44.
- Ong S-Q., Ahmad H., Jaal Z., Rus A. C. Comparative Effectiveness of Insecticides for Use Against the House Fly (Diptera: Muscidae): Determination of Resistance Levels on a Malaysian Poultry Farm. J. Econom. Entomol. 1:1-8.
- Otake S., Dee S. A., Moon R. D., Rossow K. D., Trincado C., Pijoado C. 2004. Studies of the carriage and transmission of porcine reproductive and respiratory syndrome virus by individual houseflies (*Musca domestica*). Vet. Rec. 154:80-85.
- Parshad R. D., Bhowmick S., Quansha E., Basheer A., Upadhyay R. K. 2016. Predator interference effects on biological control: The “paradox” of the generalist predator revisited. Comm. Nonlin. Sci. Num. Simul. 39:169-184.

- Pieters M., Daniels J., Rovira A. 2017. Comparison of samples types and diagnostic methods for *in vivo* detection of *Mycoplasma hyopneumoniae* during early stages of infection. *Vet. Microb.* 203:103-109.
- Pretorius Q. 2011. The evaluation of larvae of *Musca domestica* (common house fly) as protein source for broiler production. Tesis. Universidad de Stellenbosch.
- Quiles A., Hevia M. L., Martínez-Carrasco C., Alonso de la Vega F. 2007. Coccidiosis porcina. *Prod. Ani.* 238:44-51.
- Riddick E. W., Chen H. 2014. Production of Coleopteran Predators. *Mass Production of Beneficial Organism.* Cap. 2:17-55.
- Robinson T. P., William W. G. R., Conchedda G., Van Boeckel T. P., Ercoli V., Palamara E., Cinardi G., D'Aietti L., Hay S. I., Gilbert M. 2014 Mapping the Global Distribution of Livestock. *PLoS ONE.* 9.
- Rocha-Estrada J. G., García-Carreño F. 2008. Insecticidas clásicos y biopesticidas modernos: avances en el entendimiento de su mecanismo de acción. *BioTecnol.* 12:50-62.
- Rochon K., Baker R. B., Almond G. W., Gimeno I. M., Pérez de León A. A., Watson D. W. 2015. Persistence and retention of porcine reproductive and respiratory syndrome virus in stable flies (Diptera: Muscidae). *J. Med. Entomol.* 52:17-23.
- Roffeis M., Muys B., Almeida J., Mathijs E., Achten W. M. J., Pastor B., Velásquez Y., Martínez-Sánchez A. I., Rojo S. 2015. Pig manure treatment with housefly (*Musca domestica*) rearing – an environmental life cycle assessment. *J. Insec. F. F.* 1:195-214.
- Rot A., Gindin G., Ment D., Mishoutchenko A., Glazer I., Samish M. 2012. On-host control of the brown dog tick *Rhipicephalus sanguineus* Latreille (Acari: Ixodidae) by *Metarhizium brunneum* (Hypocreales:Clavicipitaceae). *Vet. Parasitol.* 193:229-237.
- Roy L., Adouzi M. E., Moraza M. L., Chiron G., Villeneuve de Janti E., Le Peutrec G., Bonato O. 2017. Arthropod communities in laying hen houses: an

- integrative pilot study toward conservation biocontrol of the Poultry Red Mite *Dermanyssus gallinae*. Biol. Con. 114:176-194.
- Ruiu L., Satta A., Floris I. 2014. Administration of *Brevibacillus laterosporus* as a poultry feed additive to inhibit fly house development in feces: A new eco-sustainable concept. Poul. Sci. 93:519-523.
- Saavedra A. P., Félix E. A., López J. H., Belmar R., Beltrán A. 2004. Manual de Buenas Prácticas de Producción en Granjas Porcícolas. SAGARPA. México.
- Saenz A. 2005. Importancia de los nematodos entomopatógenos para el control biológico de plagas en palma de aceite. PALMAS. 35:41-57.
- Sanchez-Arroyo H., Capinera J. L. 2014. House fly, *Musca domestica* Linnaeus (Insecta: Diptera: Muscidae). Entomology and Nematology Department.
- Sandhu S. S., Sharma A. K., Beniwal V., Goel G., Batra P., Kumar A., Jaglan S., Sharma A. K., Malhotra S. 2012. Myco-Biocontrol of Insect Pest: Factors Involved, Mechanism and Regulation. J. Patho. 10 pp.
- SAGARPA. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. 1998. Situación actual y perspectiva de la producción de la carne de porcino en México. 76 pp.
- SAS Institute, 1997. SAS/STAT software: changes and hancements through relase 6.12. SAS Institute, Cary, NC.
- Sasaki T., Kobayashi M., Agui N. 2000. Epidemiological potential and regurgitation by *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) in the dissemination of *Escherichia coli* O157: H7 to food. J. Med. Entomol. 37:945-949.
- Sattayawong C., Uraichuen S., Suasa-ard W. 2016. Larval preference and performance of the green lacewing *Plesiochrysa ramburi* (Schneider) (Neuroptera: Chrysopidae) on three species of cassava mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae). Agri. Nat. Resou. 50:460-464.
- Shelly T. E., Kurashima R., Nishimoto J., Diaz A., Leathers J., War M., Joseph D. 2011. Capture of *Bactrocera* fruit flies (Diptera: Tephritidae) in traps baited

- with liquid versus solid formulations of male lures. *J. Asia-Pacific Entomol.* 14:463-467.
- Sheng-quiring W., Zi-zhe C., Yi N., Dong Z., Guo-rui H., Yong W., De-po Y. 2017. A renewable lipid source for biolubricant feedstock oil from housefly (*Musca domestica*). *Ren. Ener.* 113:546-553.
- Schlapbach F. A. 2007. Control Integral de Moscas. Sitio Argentino de Producción Animal. Tomado de [http://www.produccion-animal.com.ar/produccion\\_porcina/00-produccion\\_porcina\\_general/73-control\\_moscas.pdf](http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_porcina/00-produccion_porcina_general/73-control_moscas.pdf)
- SIAP. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 2016. Reporte de Producción. México.
- Sievert K. 2015. Control de las infestaciones por moscas en producción porcina. El Sitio Porcino. Tomado de <http://www.elsitioporcino.com/articles/2637/control-de-las-infestaciones-por-moscas-en-produccion-porcina/>
- Simionatto S., Marchioro S. B., Maes D., Dellagostin O. A. 2013. *Mycoplasma hyopneumoniae*: From disease to vaccine development. *Vet. Microbiol.* 165:234-242.
- Siri A., Scorsetti A. C., Dikgolz V. E., López-Lastra C. C. 2005. Natural infections caused by the fungus *Beauveria bassiana* as a pathogen of *Musca domestica* in the neotropic. *BioCon.* 50:937-940.
- Skovgard H. 2004. Sustained releases of the pupal parasitoid *Spalangia cameroni* (Hymenoptera: Pteromalidae) for control of house flies *Musca domestica* and stable flies *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae) on dairy farms in Denmark. *Biol. Con.* 30:288-297.
- Skovgard H., Steenberg T. 2002. Activity of pupal parasitoids of stable fly *Stomoxys calcitrans* and prevalence of entomopathogenic fungi in the stable fly and the house fly *Musca domestica* in Denmark. *BioCon.* 47:45-60.



- Steel J., Staeheli P., Mubareka S., García-Sastre A., Palese P., Lowen A. C. 2010. Transmission of pandemic H1N1 influenza virus and impact of prior exposure to seasonal strains or interferon treatment. *J. Virol.* 84:21-26.
- Tinoco-Jaramillo J. L. 2004. La porcicultura mexicana y el TLCAN. UNAM. México.
- Tokpah D. P., Li H., Wang L., Liu X., Mulbah Q. S., Liu H. 2016. An assessment system for screening effective bacteria as biological control agents against *Magnaporthe grisea* on rice. *Biol. Control.* 103:21-29.
- Toriello C., Montoya-Sansón E., Zavala-Ramírez M., Navarro-Barranco H., Basilio-Hernández D., Hernández-Velázquez V., Mier T. 2008. Virulencia y termotolerancia de cultivos monospóricos de *Metarhizium anisopliae* var. *anisopliae* de la mosca pinta (Hemiptera: Cercopidae). *Rev. Mex. Micol.* 28:57-66.
- Tucker A. W. (Dan), Donadeu M. 2006. Porcine multi-systemic wasting syndrome (PMWS): a review. *The Pig Journal*. Tomado de <http://www.thepigsite.com/pigjournal/articles/1630/porcine-multisystemic-wasting-syndrome-pmws-a-review/>
- Urech R., Green P. E., Brown J. W., Spradbery J. P., Tozer R. S., Mayer D. J., Tack Kan Y. 2012. Field assessment of synthetic attractants and traps for the Old World screw-worm fly *Chrysomya bezziana*. *Vet. Parasitol.* 187:486-490.
- USDA-FAS. United States Department of Agriculture-Foreign Agricultural Service. 2017. *Livestock and Poultry: World Markets and Trade*.
- Van Leteren J. C., Godfray H. C. J. 2005. European science on the Enlightenment and the discovery of the insect parasitoid life cycle in the Netherlands and Great Britain. *Biol. Control.* 32:12-24.
- Vincent A. L., Perez D. R., Rajao D., Anderson T. K., Abente E. J., Walia R. R., Lewis N. S. 2017. Influenza A virus vaccine for swine. *Vet. Microbiol.* 206:35-44.
- Watson D. W., Kaufman P. E., Runtz D. A., Glenister C. S. 2001. Impact of the Darkling Beetle *Alphitobius diaperinus* (Panzer) on the Establishment of the

- Predaceous Beetle *Carcinops pumilio* (Erichson) for *Musca domestica* Control in Caged-Layer Poultry Houses. Biol. Con. 20:8-15.
- Watson D. W., Rutz D. A., Long S. J. 1996. *Beauveria bassiana* and sawdust bedding for the management of the house fly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) in calf hutches. Biol. Con. 7:221-227.
- Yang S., Li Q., Gao Y., Zheng L., Liu Z. 2014. Biodiesel production from swine manure via housefly larvae (*Musca domestica* L.). Ren. Ene. 66:222-227.
- Zhang Z., Wang H., Zhu J., Suneethi S., Zheng J. 2012. Swine manure vermicomposting via house fly larvae (*Musca domestica*): The dynamics of biochemical and microbial features. Biores. Tech. 118:563-571.
- Zhou L., Yuen G., Wang Y., Wei L., Ji G. 2016. Evaluation of biological control agents for control-knot nematode disease of tomato. Crop Prot. 84:8-13.
- Zhu L., Wang G., Dong B., Peng C. C., Tiang Y. Y., Gong L. M. 2016. Effects of sweetener neotame on diet preference, performance and hematological and biochemical parameters of weaned piglets. Anim. F. Sci. Tech. 214:86-94.
- Zimmer C. R., Dias de Castro L. L., Pires S. M., Delgado Menezes A. M., Ribeiro P. B., Leivas Leite F. P. 2013. Efficacy of entomopathogenic bacteria for control of *Musca domestica*. J. Invert. Pathol. 114:2.