



Universidad Autónoma de Querétaro
Facultad de Ingeniería
Maestría en Ciencias línea terminal Ingeniería de Biosistemas

Modelo matemático del crecimiento de mosquita blanca (Bemisia tabaci) en Invernadero

Opción de titulación
Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el Grado de
Maestría en Ciencias


Presenta:

Ing. Ixchel Parola Contreras

Dirigido por:

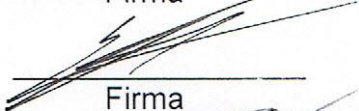
Dra. Rosario Guzmán Cruz

Dra. Rosario Guzmán Cruz
Presidente



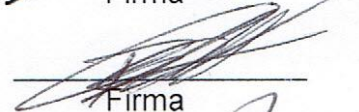
Firma

Dr. Enrique Rico García
Secretario



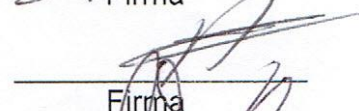
Firma

Dr. Ramón Gerardo Guevara González
Vocal



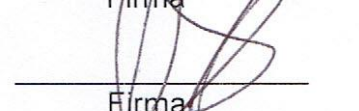
Firma

M. en C. Adán Mercado Luna
Suplente

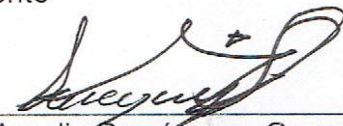


Firma

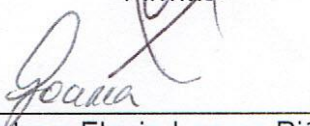
Dra. Rosalía Virginia Ocampo Velázquez
Suplente



Firma



Dr. Aurelio Domínguez González
Director de la Facultad



Dra. Ma. Guadalupe Flavia Loarca Piña
Directora de Investigación y Posgrado

RESUMEN

El mundo de la agricultura hoy en día está ocupado en altos márgenes de ganancia y rendimientos de los cultivos a bajos costos, haciendo indispensable mantener los cultivos sanos, especialmente en la producción bajo invernadero. Por estas razones es necesaria la aplicación del manejo integrado de plagas (MIP). Dicha implementación de estrategias comienza con el conocimiento del umbral económico (UE) de la plaga, la dinámica y fluctuación de las poblaciones y el control natural. Se requieren de herramientas científicas basadas en modelos matemáticos agroclimáticos que proyecten la fluctuación poblacional y el ciclo de vida (fenológico) de las plagas dentro del invernadero a través del monitoreo, para controlar y optimizar los sistemas en relación al comportamiento real. El objetivo de este trabajo fue realizar el ajuste de un modelo matemático para describir el crecimiento de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) en un invernadero bajo condiciones ambientales de una zona semiárida. Además, se realiza un análisis estadístico para validar las estimaciones del modelo. El modelo propuesto corresponde a los tres estadios: huevecillos, ninfas y adultos, en función de la temperatura del aire, los grados de desarrollo y la humedad relativa. Los resultados estadísticos de la validación del modelo muestran una correlación para huevecillos $r=0.8605$, para ninfas $r=0.7329$ y adultos $r=0.5431$.

Palabras clave: mosquita blanca, temperatura, fases, modelos matemáticos.

ABSTRACT

The world of agriculture today is engaged in high profit margins and crop yields at low costs, making essential to maintain healthy crops, especially in greenhouse production. For these reasons the application of integrated pest management (IPM) is required. This implementation strategy begins with knowledge of the economic threshold (ET) of the pest, the dynamic and fluctuating populations and natural control. They require science tools based on agroclimatic mathematical models that project the population dynamics and life cycle (phenology) of pests into the greenhouse through monitoring, control and optimize systems in relation to actual behavior. The aim of this work was to make the adjustment of a mathematical model to describe the growth of the whitefly (*Bemisia tabaci*) in a greenhouse under ambient conditions in a semiarid area. Moreover, a statistical analysis is performed to validate the model estimates. The proposed model follows the three stages: eggs, nymphs and adults, depending on the air temperature, the degree of development and relative humidity. The statistical results of the validation of the model show a correlation $r = 0.8605$ for eggs to nymphs and adults $r = 0.7329$ $r = 0.5431$.

Key words: whitefly, temperature, stages, mathematical model.

AGRADECIMIENTOS

A Ricardo y Quetzalli porque me brindaron su apoyo en cada instante de la realización de este logro, para un futuro mejor y ser orgullo para ellos. A mis padres: Rayo y Filiberto, a mis hermanos por el esfuerzo que hicieron para estar a mi lado cuando los necesité a lo largo de este proyecto.

A mis maestros que con sus conocimientos y experiencia tuvieron la paciencia de transmitirlo con la esperanza de formar mejores profesionales. En especial a la Dra. Rosario Guzmán Cruz que como directora de tesis compartió su experiencia y me guió en la realización de esta investigación. Al Dr. Enrique Rico García que como coordinador del programa aportó sus sugerencias a la experimentación y su venia para la permanencia de Quetzalli dentro de las aulas. Al M. en C. Adán Mercado Luna que sin sus consejos e indicaciones sobre el manejo de los cultivos los ciclos de crianza hubieran sido aún más difíciles. A los Dres. Ramón Guevara González y Dra. Rosalía V. Ocampo Velázquez quienes se tomaron el tiempo y la dedicación de ser parte de mi grupo de sinodales.

Al personal administrativo y a Luis Macías de Amazcala, quienes con su trabajo y coordinación se pudieron llevar los procesos logísticos y administrativos con éxito.

A los trabajadores de los invernaderos: Charlie, Eleazar, Chuy, Moisés y su equipo de trabajo, Sr. Marco que con su dedicación y experiencia me apoyaron en las tareas de construcción, instalación y manejo del invernadero; en especial mi agradecimiento a la Sra. Celia por su ayuda con Quetzalli en su primer año de vida.

A mis compañeros de maestría (Luis, Israel, Guillermo) por su paciencia en clase, por su comprensión y apoyo en el trabajo de las prácticas a lo largo de dos años intensos de aprendizaje, gracias porque juntos logramos un excelente equipo de trabajo.

A la Universidad Autónoma de Querétaro por el apoyo y las oportunidades que me brindó para la realización de este proyecto de investigación. Gracias por ser uno más de los egresados de esta institución educativa.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) que gracias a su apoyo económico tuve la oportunidad de seguir estudiando y dar un paso más en mi vida académica y profesional.

En general, a todos aquellos que de alguna manera me ayudaron a concretar mi proyecto, esperando que sea de utilidad y referencia este trabajo en futuras investigaciones. Para todos ellos les doy mis más sinceros agradecimientos.

Gracias...

TABLA DE CONTENIDOS

1. INTRODUCCION.....	1
1.1 Hipótesis	3
1.2 Objetivos	3
1.2.1 Objetivos particulares	4
1.3 Descripción del problema.....	4
1.4 Justificación del problema	5
2 REVISION BIBLIOGRAFICA	6
2.1 Plagas Agrícolas.	6
2.1.1 Clasificación de las plagas Agrícolas.....	7
2.1.2 Manejo integrado de plagas	9
2.1.3 La mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i>) como plaga de importancia económica en México.	9
2.2 Mosquita blanca (<i>Bemisia tabaci</i>)	13
2.2.1 Biología y Comportamiento	14
2.2.2 Hábitos y adaptación del adulto.....	18
2.2.3 Temperatura en los insectos	19
2.2.4 Unidades Calor	22
2.3 Modelos matemáticos	28
2.3.1 Función logística.....	31
3 MATERIALES Y MÉTODOS.....	34
3.1 Localización y ubicación.....	34
3.2 Características de las jaulas entomológicas	35
3.3 Características del invernadero.....	35
3.4 Material vegetal, contenedores y sustrato.....	36
3.5 Material biológico y jaulas entomológicas.	38
3.6 Manejo de siembra, germinación y emergencia de la planta de calabaza. 38	
3.7 Solución nutritiva.....	39
3.8 Diseño experimental.....	41
3.9 Diseño de los modelos matemáticos.....	44

3.9.1	Modelo preliminar (caja negra)	44
3.9.2	Modelo de caja blanca.....	45
3.10	Indicadores estadísticos.....	46
4	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	48
4.1	Modelo de caja negra.....	48
4.1.1	Validación del modelo de caja negra.	54
4.2	Modelo de caja blanca	59
4.2.1	Validación del modelo de caja blanca.....	64
4.3	Aplicación del modelo matemático de caja blanca.....	69
5	CONCLUSIONES	71
	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	72
6	ANEXOS.....	87
6.1	Diplomas de participación	87
6.2	Artículos	94
6.3	Glosario de términos	100
6.4	Programas de Matlab	104
6.4.1	Modelo caja negra.	104
6.4.2	Modelo de caja blanca.....	106
6.5	Calculo de los grados día con el método del triángulo simple.....	118
6.6	Monitoreo de mosquita blanca (Cortez-Mondaca, 2011).....	120
6.6.1	Técnica de muestreo binomial negativa para mosquita blanca en algodonero:.....	120
6.6.2	Técnica de muestreo binomial negativa para mosquita blanca en melón, sandía y calabaza:	121

INDICE DE FIGURAS

Figura

2.1 Umbral económico (Toledo & Infante, 2008).....	8
2.2 Promedio de adultos por pulgada cuadrada en trampas amarillas en la campaña contra la mosquita blanca (Vegetal, 2013).	12
2.3 Promedio acumulado de adultos por pulgada cuadrada en trampas amarillas en la campaña contra la mosquita blanca (Vegetal, 2013).....	12
2.4 Diversidad de los Phyla de animales (Aragonesa, 1998).	13
2.5 Diversidad de los artrópodos (Aragonesa, 1998).	14
2.6 Diversidad de los órdenes de insectos, los coleópteros (escarabajos), lepidópteros (mariposas), dípteros (moscas y mosquitos) e himenópteros (abejas, avispas, hormigas,...) son los órdenes más abundantes (Aragonesa, 1998).	15
2.7 Los huevecillos son inicialmente blancos (1), luego toman un color amarillo (2) y finalmente se tornan café oscuro cuando están próximos a ninfa I (3). La mosquita blanca pone los huevecillos en forma individual o en grupos (4) (Cardona, et al., 2005).	16
2.8 A) Primer instar, B) Segundo instar, C) Tercer instar, D) Cuarto instar o pupa y E) Adulto.....	17
2.9 Ciclo biológico de la mosquita blanca determinado por Bonato <i>et al.</i> (2006) a 30°C, con 60% de humedad relativa y un fotoperiodo de 14 horas luz. A) Huevecillo. B) Ninfa I. C) Ninfa II. D) Ninfa III. E) Pupa. F) Adulto. Las imágenes de cada uno de los estadios fueron tomados de Cabello <i>et al.</i> (1996).....	19
2.10 Efecto de la temperatura sobre los insectos (Casini & Santajuliana, 2014) (Xu, et al., 2013).	22
2.11 Grados-día de calentamiento y grados-día de enfriamiento (Rodríguez-Calcedo, et al., 2012).	23
2.12 Temperaturas máxima y mínima totalmente sobre ambos umbrales.	24
2.13 Temperaturas máxima y mínima totalmente debajo de ambos umbrales.	24
2.14 Temperaturas máxima y mínima enteramente entre ambos umbrales.	25
2.15 Temperaturas máxima y mínima interceptadas por ambos umbrales.	25
2.16 Temperaturas máxima y mínima interceptadas por el umbral inferior.	25
2.17 Temperaturas máxima y mínima interceptadas por el umbral superior.	25
3.1 Ubicación del campus Amazcala, de la FI de la UAQ	34
3.2 A) Jaula entomológica, B) Aspecto de la jaula (Bonato, <i>et al.</i> , 2006; Ramos-Barreto, et al., 2007).....	35
3.3 A) Dimensión del invernadero, B) Aspecto físico del invernadero.....	36

3.4 A) Plántula de calabaza, B) Calabaza en desarrollo y C) Planta de calabaza en reproducción.....	36
3.5 A) Jaula entomológica con planta de jitomate, B) jaula entomológica con planta de lechuga y C) planta entomológica con planta de calabaza, como hospederos de la población de mosquita blanca.	38
3.6 A) Germinación de semilla de calabaza, B) Planta de calabaza a los 8 días (dds), C) Planta de calabaza a los 12 días (dds).....	39
3.7 Prueba de riegos y temperatura en invernadero policultivo.....	41
3.8 Estadios de mosquita blanca: A. Huevecillos maduros, B. Ninfas, C. Adultos después de eclosión.....	43
4.1 Comportamiento del clima de Febrero - Abril 2014.	48
4.2 Etapas de crianza de la mosquita blanca en hojas de calabaza: A) hoja sana, B) hoja recién infectada, C) huevecillos, D) ninfas, E) pupas y F) eclosión de adultos.....	50
4.3 Estimación y medición de huevecillos en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.	51
4.4 Dispersión de huevecillos estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	51
4.5 Estimación y medición de ninfas en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.	52
4.6 Dispersión de ninfas estimadas y medidas. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	52
4.7 Estimación y medición de adultos en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.	53
4.8 Dispersión de adultos estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	54
4.9 Estimación y medición de huevecillos en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.	56
4.10 Dispersión de huevecillos estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	56
4.11 Estimación y medición de ninfas en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.	57
4.12 Dispersión de ninfas estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	57

4.13 Estimación y medición de adultos en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.	58
4.14 Dispersión de adultos estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	58
4.15 Comportamiento del clima de Septiembre - Octubre 2014.....	60
4.16 Estimación y medición de huevecillos en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.....	61
4.17 Dispersión de huevecillos estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	62
4.18 Estimación y medición de ninfas en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.....	62
4.19 Dispersión de ninfas estimadas y medidas. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	63
4.20 Estimación y medición de adultos en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.....	63
4.21 Dispersión de adultos estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	64
4.22 Estimación y medición de huevecillos en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.....	65
4.23 Dispersión de huevecillos estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	65
4.24 Estimación y medición de ninfas en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.....	66
4.25 Dispersión de ninfas estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	66
4.26 Estimación y medición de adultos en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.....	67

4.27 Dispersión de ninfas estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.	67
4.28 Grados de desarrollo obtenidos en los ciclos experimentales y grados de desarrollo citados en literatura.	68
4.29 Umbral económico para estadio ninfal de la mosquita blanca. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población, y la franja roja denota el umbral económico para ninfas.	70
4.30 Umbral económico para estadio de adultos de la mosquita blanca. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población, y la franja roja denota el umbral económico para adultos de mosquita blanca.....	70

INDICE DE TABLAS

Tabla

2.1 Comparación entre la temperatura y los días de duración del ciclo de la mosquita blanca, información recopilada en literatura para diferentes cultivos.....	28
3.1 Temperaturas críticas para cucurbitáceas en las distintas fases de desarrollo.	37
3.2 Composición química del agua de la olla de agua principal en el campus de Amazcala.....	39
3.3 Composición química de la solución nutritiva de crecimiento.....	40
3.4 Coeficientes de los parámetros para cada estadio calculados por algoritmos genéticos.	46
4.1 Grados de desarrollo calculados y grados día presentados por Estay (2007). 50	
4.2 Indicadores estadísticos para el modelo de caja negra.....	54
4.3 Indicadores estadísticos para la validación del modelo de caja negra.	59
4.4 Indicadores estadísticos del modelo de caja blanca.	64
4.5 Indicadores estadísticos de validación del modelo de caja blanca.....	67
6.1 Criterios de selección del umbral de acción.	121
6.2 Criterios de selección del umbral de acción.	122
6.3 Formato para anotar los resultados de la inspección de mosquita blanca en predios de cultivos hospederos.	124
6.4 Guía para muestreo y criterio para determinar % de infestación.....	125

1. INTRODUCCION

Los modelos matemáticos son usados para describir los fenómenos del mundo real, siendo su propósito comprender ampliamente su comportamiento bajo diferentes condiciones, adaptándose a cualquier campo de estudio; como los modelos de biosistemas (Vázquez-Cruz, et al., 2014). Los beneficios de la observación, identificación y conteo de plagas pueden hacerse a distancia y autónomamente en el invernadero, reforzado con la observación directa y la aplicación del Manejo Integrado de Plagas (MIP), que requiere de contar con modelos matemáticos agroclimáticos que permitan la proyección y monitoreo de la fluctuación poblacional y el ciclo de vida (fenológico) de las plagas de importancia económica (López-Cruz, et al., 2013). A su vez los modelos matemáticos dan un pronóstico de los límites de infestación que pueden ser tolerados por el cultivo sin que afecte su rendimiento (Barranco, et al., 1999).

La superficie agrícola registrada en 2007 fue de 30.2 millones de hectáreas, de las cuales 13.9 millones estuvieron ocupadas por cultivos anuales, 8.8 millones correspondió a cultivos perennes y 7.5 millones de hectáreas no fueron sembradas. México es uno de los países en que la agricultura protegida se encuentra en expansión, de acuerdo con el Censo Agropecuario 2007, existían 20,000 hectáreas bajo agricultura protegida, 12,540.07 hectáreas del tipo invernadero con un aproximado de 18,127 unidades de producción de invernaderos en todo el país. Los principales estados con el mayor número de productores y superficie sembrada de este tipo son el estado de México, Chiapas, Michoacán de Ocampo, Puebla, Jalisco, Oaxaca, Veracruz y Guanajuato. La mayor parte de la producción está enfocada a hortalizas para exportación (jitomate, pimiento, pepino y lechugas, plantas ornamentales y flores).

La producción de cultivos bajo invernadero, es una de las técnicas más modernas que se utilizan actualmente en la producción agrícola en el mundo; la

ventaja del sistema sobre el método tradicional, a cielo abierto, es la separación establecida entre el medio ambiente externo y el cultivo (INEGI, 2014). Esta protección limita un microclima que permite proteger al cultivo del viento, lluvia, plagas, enfermedades, animales, etcétera. Entre las ventajas de este sistema de producción se encuentran: generación de 8 empleos directos por hectárea, producción de cultivos inocuos, incremento en el rendimiento hasta 5 veces con relación al campo abierto (tomate, 70 ton/ha a campo abierto contra 350 ton/ha con agricultura protegida), producción todo el año (ya que es posible aprovechar las ventanas de mercado para obtener precios competitivos), ahorro de agua promedio de 50% (en tomate el ahorro es hasta del 77%, en campo abierto se utilizan 89 litros por kilo producido y en hidroponía 20), es posible aprovechar suelos con problemas de degradación o químicos (INEGI, 2012).

En 1991, las explosivas poblaciones de MBHP causaron pérdidas reportadas de 60 millones de pesos en el Valle de Mexicali y San Luis Río Colorado. La plaga provocó el siniestro total de 1500 hectáreas de melón y 153 de sandía; 3,938 hectáreas de ajonjolí sufrieron pérdida total y 3,513 daño parcial; mientras que en el algodonerero de 23,845 hectáreas sembradas, se estimó una pérdida directa de media paca de algodón por hectárea y la fibra del 60% de la superficie se vio afectada al mancharse con fumagina propiciada por el insecto. Al siguiente año (1992) el rendimiento de algodón se redujo 50%, además de la reducción de la calidad de la fibra afectada con fumagina; en general, se estimó la pérdida de 40 millones de pesos (León, 1993). En 1994 el ajonjolí sufrió pérdidas de 95% de la superficie establecida y el rendimiento de la soya se redujo a 1.4 ton/ha cuando la producción normal es 2.1 ton/ha, reducción que afectó 116,528 hectáreas. La plaga y el reducido precio de la producción de la soya ocasionaron que en 1997, sólo se establecieran 20 hectáreas con fines experimentales (Martínez C., et al., 1998).

Por lo que los sistemas de control ayudan a mantener las poblaciones estables, por esto se necesitan diseñar herramientas científicas para predecir el comportamiento de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*), y así combatir

oportunamente la plaga. Algunos estudios como métodos de monitoreo han colocado trampas para el estudio e identificación de los insectos (Jongman, *et al.*, 2007; Bernal, *et al.*, 2008); sin embargo, en este trabajo se elaboraron jaulas entomológicas para estudiar el desarrollo de la mosquita blanca en los estadios: huevecillos, ninfas y adulto.

En la investigación al medir variables relacionadas con procesos biológicos e incluirlas dentro de un lenguaje matemático se brinda información cualitativa de la importancia de las relaciones entre ellas y ayuda a la predicción de la reacción de los cambios en el biosistema (Hulspas-Jordaan & van Lenteren, 1989). Los modelos matemáticos agroclimáticos son necesarios dentro del Manejo Integrado de Plagas porque ayudan en la aplicación de herramientas científicas que estiman la fluctuación de las poblaciones de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) en cada estadio sin ser invasivas al cultivo.

1.1 Hipótesis

Es posible establecer un modelo matemático logístico que describa el crecimiento de las poblaciones de mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) en función de la temperatura (°C), la humedad relativa (%), los grados de desarrollo en el tiempo (°D – grados de desarrollo), y la población inicial del insecto.

1.2 Objetivos

Aplicar al umbral económico de la densidad de población en ninfas y adultos un modelo matemático basado en la función logística en función de los grados de desarrollo en el tiempo para el monitoreo y toma de decisiones.

1.2.1 Objetivos particulares

- Hacer la experimentación del crecimiento y desarrollo de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) bajo condiciones de invernadero, midiendo temperatura, radiación solar y humedad relativa.
- Calibrar el modelo matemático de crecimiento y desarrollo de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) en cada uno de sus estadios bajo condiciones reales del invernadero.
- Validar el modelo matemático de crecimiento y desarrollo de la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) bajo condiciones reales, diferentes a las usadas para la elaboración del modelo, en un invernadero.

1.3 Descripción del problema

Aún con las grandes ventajas del cultivo de hortalizas bajo invernadero, uno de los mayores problemas es el control de plagas, en la mayoría de los casos no se llevan a cabo las medidas correctas de inocuidad dentro y fuera por lo que la automatización en el monitoreo de plagas está haciéndose cada vez más necesario. Las hortalizas son constantemente atacadas por plagas de insectos que provocan enfermedades, disminuyendo los rendimientos; la mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) es una de las plagas de mayor importancia económica en nuestro país. Por lo que partir del análisis del desarrollo y crecimiento fenológico de la mosquita blanca se plantea como estrategia de minimización de daños y control un modelo matemático logístico. La aplicación del manejo integrado de plagas en cultivos bajo invernadero requiere de contar con modelos matemáticos agroclimáticos que permitan el control y monitoreo de la fluctuación poblacional y el ciclo de vida (fenológico) de la mosquita blanca minimizando el tiempo y esfuerzos.

1.4 Justificación del problema

Las plagas agrícolas y el ordenamiento para su control han existido desde el inicio de la historia de la humanidad, tomando acciones de cooperación entre los pueblos para asegurar el alimento, dando paso a convenciones internacionales donde se toman medidas contra las plagas y se establecen con el tiempo normas de calidad para exportación/importación de los cultivos con gran valor nutricional y económico. En este contexto surgen los monocultivos, como medio para intensificar las cosechas y ganancias, desplazando la vegetación natural, propiciando el uso de agroquímicos que ocasionaron resistencia de los insectos a los plaguicidas y afectando el ecosistema. Los beneficios de la observación, identificación y conteo de plagas pueden hacerse a distancia en tiempo real y autónomamente en el invernadero, monitoreando lo que pasa dentro, reforzado con la observación directa; de esta manera los modelos matemáticos ayudan a determinar el cambio de ciclos de vida de la plaga y dan las pautas a los técnicos especializados para tomar las decisiones correctas dentro del Manejo Integrado de Plagas.

2 REVISION BIBLIOGRAFICA

En este capítulo se resume la información existente en la literatura nacional e internacional acerca de Plagas Agrícolas, Manejo Integrado de Plagas, como segundo título la biología de la mosquita blanca donde se indica la fenología y sus hábitos más importantes. En la parte tres se desarrolla el efecto de la temperatura, y los términos más comunes derivados de ella; en la parte cuarta se desarrolla el término de grados de desarrollo y su cálculo. Seguido de la descripción de los modelos matemáticos más usados en la dinámica de poblaciones de los insectos y el desarrollo de las plagas usando como principal variable las Unidades Calor; así como la explicación de la función logística como parte fundamental de modelos matemáticos diferenciales en la dinámica poblacional.

2.1 Plagas Agrícolas.

Una plaga se entiende por todo aquello que daña; en el sentido más estricto, el hombre constituye una plaga para el mundo y así mismo. Sin embargo, es muy común asignar este concepto a artrópodos, insectos, nematodos, caracoles, aves y roedores. La definición de plaga agrícola más completa una población de animales fitófagos que disminuyen el rendimiento del cultivo, reduciendo el valor de la cosecha e incrementando los costos de producción, que por encima de un umbral económico se mide el grado de perjuicio de una población (Waterhouse, 1992). Las plagas surgen por cualquiera de los siguientes desequilibrios: ingreso de una especie fitófaga a nuevas regiones, cambios en la población de una especie de insecto que no competía con los intereses del hombre, por cambios en las actividades del hombre, por incremento de una especie (Selfa & Anento, 1997).

2.1.1 Clasificación de las plagas Agrícolas.

Hoy en día la clasificación de las plagas está basada en la relación entre la posición general de equilibrio (PGE), el nivel de daño económico (NDE) y el umbral económico (UE), los cuales son tres conceptos importantes para mejorar las estrategias de control, mediante la estimación de los niveles poblacionales y la dinámica de poblaciones de las especies plaga (Toledo & Infante, 2008).

Siguiendo este criterio, tenemos 1) plagas permanentes – si la densidad poblacional se mantiene por encima del UE, esta plaga se divide en primarias (si la densidad poblacional se encuentra muy cerca del UE) y claves (si la densidad se encuentra alejada del UE)-, 2) ocasionales – si la densidad de la población se mantiene normalmente por debajo aunque puede superarlo de forma ocasional-, y 3) potenciales – si la densidad se mantiene por debajo aunque puede superarlo al ser parcialmente dañina (Selfa & Anento, 1997).

La vigilancia permanente de la plaga a través del muestreo de su población es esencial para el éxito de un programa de Manejo Integrado de Plagas (Toledo & Infante, 2008). A través de los muestreos periódicos se puede obtener información sobre las plagas presentes, sus estadios biológicos y su densidad poblacional, la fenología del cultivo, etc. Con estos datos es posible calcular los umbrales económicos y tomar decisiones para el manejo de las plagas. Los tres procesos principales involucrados en la toma de decisiones en programas de MIP fueron definidos por Norton y Mumford (Norton & Mumford, 1993): 1) diagnosticar el problema, identificar la plaga, medir el nivel de infestación y su potencial daño; 2) determinar las opciones disponibles para el manejo de la plaga; 3) medir los resultados en función de los objetivos buscados (Figura 2.1).

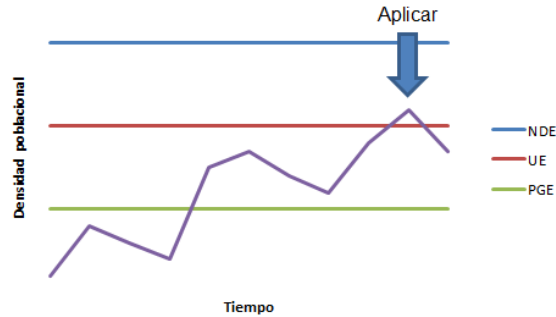


Figura 2.1 Umbral económico (Toledo & Infante, 2008).

El UE para la mosquita blanca ha sido establecido por diferentes autores para sus diferentes estadios; Rosset (1987) 0.891 adultos de la mosquita blanca en cuatro hojas compuestas de la mitad inferior de la planta en 12 plantas. Palumbo *et al.* (1994) indicaron que 3 adultos por hoja, mientras que Riley y Palumbo (1995 a,b) concluyeron que 0.5 pupas por cada 7.7 cm² ó por pulg², 1 y 3 adultos por hoja. Nava-Camberos (1996) estableció 8.1 y 10.5 ninfas por 6.45 cm², para adultos 4.1 y 8.6 adultos por hoja; mientras que Schuster (1996) establece de 5 a 20 ninfas y pseudopupas por 10 foliolos, como umbral económico. Nava-Camberos y Cano-Ríos (2000) establecieron 3.8 ninfas por 5 cm² y 2.4 adultos por hoja. En el cultivo de melón Urías López *et al.* (2005) muestrean de 0.1 a 29.1 ninfas por hoja en promedio, mientras que en adultos se registran de 5.3 a 42.5 por hoja en promedio durante la cosecha en dos localidades. En jitomate, Salgado-Sosa (2004), consideran que 4 adultos por hoja en una muestra de 30 hojas sanas tomadas al azar, es indicativo como umbral para iniciar tratamientos de control, Bueno *et al.* (2005) establecen 12 ninfas por cada 2.5 cm² por foliolo. Por su parte Hilje (1993) indica que el rendimiento es indirectamente proporcional al número de individuos en un cultivo, se tiene que para el umbral de acción con 1.18 insectos se obtienen 11 Kg de rendimiento, y las aplicaciones preventivas que se requieren son menores; aplicando el concepto de NDE se recomienda una aplicación cuando se tenga un promedio de 1.2 unidades de la plaga por unidad de muestreo (6 unidades de la plaga por cada 5 unidades de muestreo) (Hilje, 1993).

2.1.2 Manejo integrado de plagas

El concepto sobre el que se basa la agricultura de precisión es aplicar la cantidad correcta de insumos, en el momento adecuado y en el lugar exacto. Es el uso de la tecnología de la información para adecuar el manejo de suelos y cultivos a la variabilidad presente dentro de un lote.

La Agricultura de Precisión (AP) involucra el uso de la tecnología y de medios electrónicos para obtener datos dentro del invernadero y del cultivo; éstas permiten satisfacer una de las exigencias del mundo moderno: el manejo óptimo del producto. La estimación con el menor rango de error en el desarrollo de los insectos es clave para aumentar las posibilidades de acierto en la toma de decisiones, siendo este parte del Manejo Integrado de Plagas (MIP); como el alcance de los métodos de control (destrucción de residuos orgánicos, elección de fechas de siembra) que dependen de un adecuado conocimiento del estado de la población plaga. Esto hace crucial conocer cuando la población plaga alcanza el umbral económico, llegados a este punto es la referencia para decidir llevar a cabo medidas de control de la plaga (Marco, 2001; Ortega-Arenas, 2008).

2.1.3 La mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) como plaga de importancia económica en México.

La mayoría de las especies de insectos tienen un propósito “benéfico” en los ecosistemas y agroecosistemas, y pocos de ellos se consideran plagas, de estos, sólo en ocho órdenes se encuentran las especies de mayor importancia económica: Coleoptera, Diptera, Hemiptera (Incluyendo Homoptera), Hymenoptera, Isoptera, Lepidoptera, Orthoptera y Thysanoptera.

La mosquita blanca tiene 1,200 especies en 126 géneros en el mundo (Medina Cervantes, 1996). “En México se tienen reportadas 67 especies de mosquita blanca, de las cuales son reconocidas con importancia económica las especies: *Bemisia tabaci* (Gennadius), *B. argentifolii* Bellows & Perring y *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood)” (Vejar-Cota, et al., 2009). Específicamente la especie *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae) es una de las plagas de mayor impacto económico, por ser polífaga, afecta a más de 600 especies vegetales diferentes, por ser biotransmisora de virus fitopatógenos a los hospedantes, e incluyendo la alta densidad de reproducción; en los invernaderos las medidas de control dependen de un adecuado conocimiento del comportamiento de la población.

La mosquita blanca (Homoptera: Aleyrodidae) de ser una plaga secundaria históricamente, se ha convertido en una plaga principal a nivel mundial (Hilje, 1993). A principios de los años 90 el complejo *Bemisia tabaci* originó una gran crisis declarando una emergencia regional (Marina-Cotes, 2002) por los ministros de agricultura de América Central. (Álvarez, et al., 1993) Alvarez *et al.* (1993) indica que las pérdidas económicas han sido muy elevadas, por su parte (Marina-Cotes, 2002) dice que el impacto del daño “en el sur de los EE.UU., en 1991 - 1992 las pérdidas fueron de \$700 millones, y solamente en el Valle Imperial, en California, entre 1991 y 1995 han sido de \$100 millones anualmente. En Mesoamérica y el Caribe, en cuanto al tomate, en Comayagua (Honduras), en 1992, 500 productores perdieron cerca de \$4,600,000; en el Valle Central (Costa Rica), el rendimiento disminuyó de 35 a 21 t/ha; en la República Dominicana hubo pérdidas en tomate de exportación del 80% entre 1992 y 1993 (Álvarez & Abud-Antún, 1995). En algodón, en Guatemala, el número de aplicaciones aumentó de 14 a 25, entre 1988 y 1989 y 1993 y 1994, al igual que las dosis, pero en este intervalo la producción unitaria disminuyó de 41 a 23.4 t/ha.

En México, la mosquita blanca se encuentra repartida en todo el territorio, en los estados de Baja California Norte y Sur, Sonora y Sinaloa los que presentan mayores infestaciones de *B. argentifolii*; en cambio los estados del sur del país como Colima, Yucatán, Oaxaca, Veracruz presentan mayor número de las especies *B. tabaci* y *T. vaporariorum* afectando cultivos de cacahuete, brócoli, melón, algodón, chile, soya, entre otros (Ortega-Arenas, 2008). Las mosquitas blancas afectan directamente a los cultivos por la succión de la savia de la planta, por la transmisión de patógenos, altamente reproductiva y resistencia a insecticidas, el hongo que junto con la mielecilla produce la fumagina (*Capnodium* spp.) ocasiona debilitamiento de la planta y daños fitotóxicos como la “maduración irregular de los frutos y plateado en las hojas” (Frank & Liburd, 2005).

En el Valle del Yaqui, Sonora, desde el año 2005 se detectó que las poblaciones de mosquita blanca eran muy superiores a las observadas en años anteriores, en las trampas amarillas colocadas en todo el valle para el monitoreo de la plaga. Al no tomarse acciones a tiempo este fue el año más problemático por las pérdidas sufridas, ya que el rendimiento de algodono se redujo en promedio de 55 a 60%. En diciembre de 2006 se registró una fuerte incidencia de una especie de mosquita blanca en sorgo, caña de azúcar, maíz y algunas malezas en el ejido Adolfo Ruíz Cortínez, Guasave, Sinaloa, por lo que los productores solicitaron el apoyo gubernamental para el control de la plaga y a los autores de este escrito la determinación de la mosquita que estaba dañando sus cultivos. La especie fue determinada como *Aleurocybotus occiduus* Russell, siendo este el primer registro para Sinaloa y México. (Vejar-Cota, et al., 2009). La Junta Local de Sanidad Vegetal del Valle de Yaqui monitorea semanalmente esta plaga con trampas amarillas, las semanas 27 a 32 se registran con alta densidad que el resto del año, a excepción de 2013 que el promedio de la población bajo por las estrategias diseñadas por los productores y asesores técnicos como parte del control cultural (Vegetal, 2013).

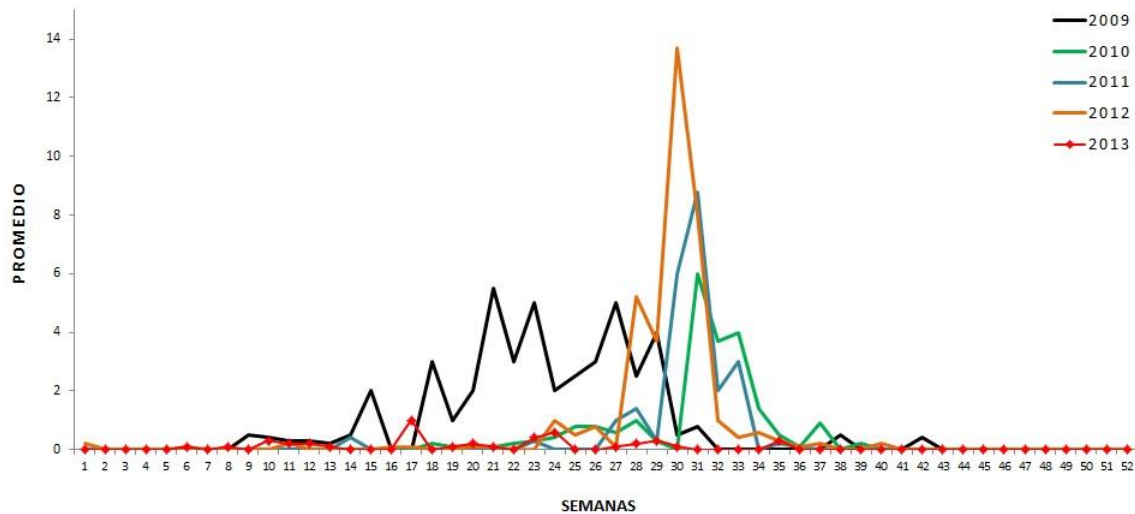


Figura 2.2 Promedio de adultos por pulgada cuadrada en trampas amarillas en la campaña contra la mosquita blanca (Vegetal, 2013).

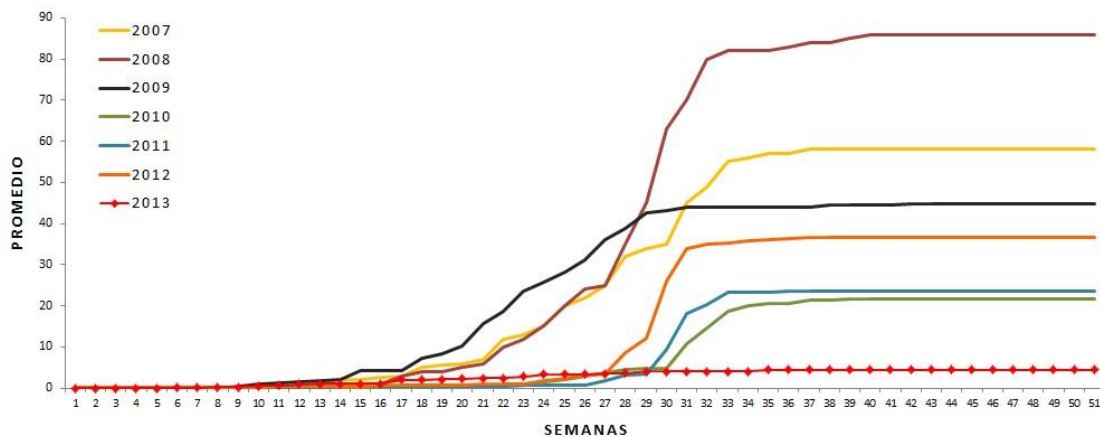


Figura 2.3 Promedio acumulado de adultos por pulgada cuadrada en trampas amarillas en la campaña contra la mosquita blanca (Vegetal, 2013)

Avilés (1999) indica que en el norte del estado de Sinaloa, en 1994, la mosquita blanca ocasiono perdidas por aproximadamente de 10 millones de dólares debido al daño directo provocado en los cultivos de soya y melón. En el mismo estado para la temporada agrícola de 2005 – 2006 se reportaron elevadas poblaciones de mosquita blanca *Bemisia argentifolii* Bellows y *Perring* o *B. tabaci* biotipo “B” y el geminivirus *Tomato Yellow Leaf Curl Virus* (geminiviridae) en la región norte de Sinaloa ambas combinaciones provocaron el siniestro total de 6 mil

100 hectáreas de tomate; 4 mil 800 hectáreas con siniestros parciales y totales en tomate de cáscara y una reducción promedio de 30% en rendimiento de frijol. En las temporadas de cultivo 2006 - 2007 y 2007 - 2008 la presencia de mosquita blanca se redujo, pero los geminivirus que transmite permanecen en el ambiente, en plantas arvenses como frijolillo (*Rhynchosia minima* L.), malva blanca (*Sida* sp.), chiquelite (*Solanum nigrum* L.) y chual cenizo (*Chenopodium album* L.), entre otras, esto se sabe porque el virus continúa manifestándose en plantas de tomate (Cortez-Mondaca, 2011).

2.2 Mosquita blanca (*Bemisia tabaci*)

El mundo de los animales es inmenso, por ello nos conviene situar nuestra plaga agrícola en este contexto, la mosquita blanca pertenece a la Phyla Arthropoda (figura 2.4) que es el que contiene el mayor número de especies.

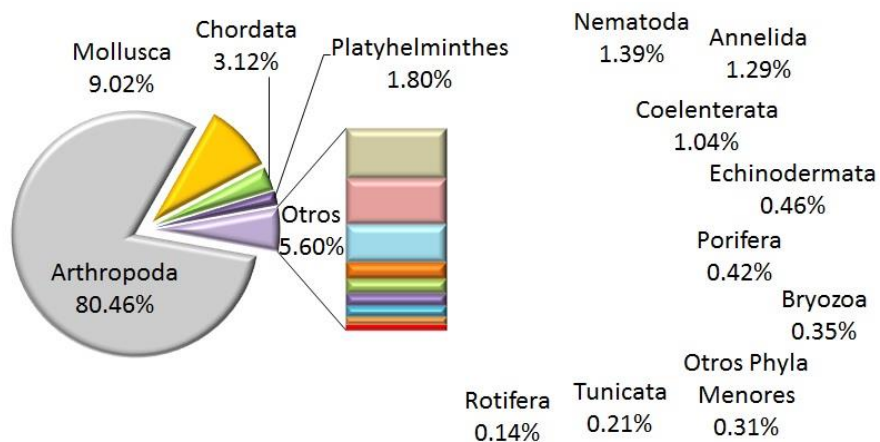


Figura 2.4 Diversidad de los Phyla de animales (Aragonesa, 1998).

La phyla de los arthropodos se subdivide en familias, la mosquita blanca pertenece a la especie insecta (figura 2.5).

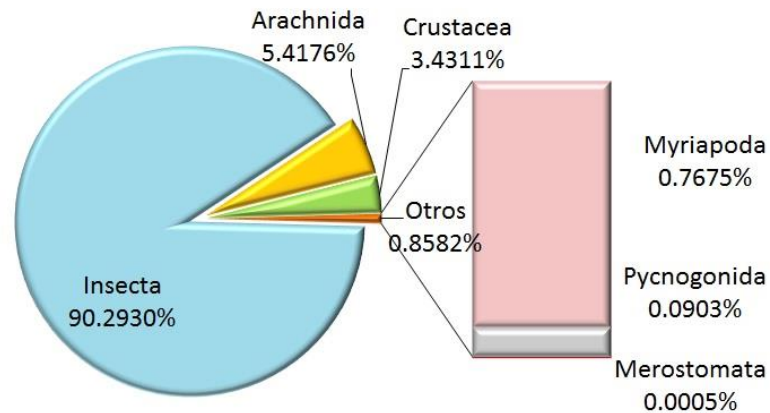


Figura 2.5 Diversidad de los artrópodos (**Aragonesa, 1998**).

2.2.1 Biología y Comportamiento

“Las mosquitas blancas comenzaron a evolucionar con el florecimiento de las plantas a mediados del Crétasico hace 120-140 millones de años. La morfología básica se estableció antes de la separación del Godwana y no ha variado durante los últimos 80 millones de años” (Czosnek, et al., 2002; Ortega-Arenas, 2008).

Esta plaga insecto chupador y polífago que se localiza en el envés de las hojas de sus hospedantes, de la especie *Bemisia tabaci*, perteneciente al orden Hemiptera (figura 2.6); se conocen como mosquitas blancas debido a que los adultos están recubiertos de un polvo blanco céreo que ellos producen y extienden por el cuerpo. Es un insecto pequeño de 1.6 mm aproximadamente, es alado y succiona la savia de las hojas infectando a la planta con geminivirus, carlavirus, closteovirus y potyvirus (Ortega-Arenas, 2008).

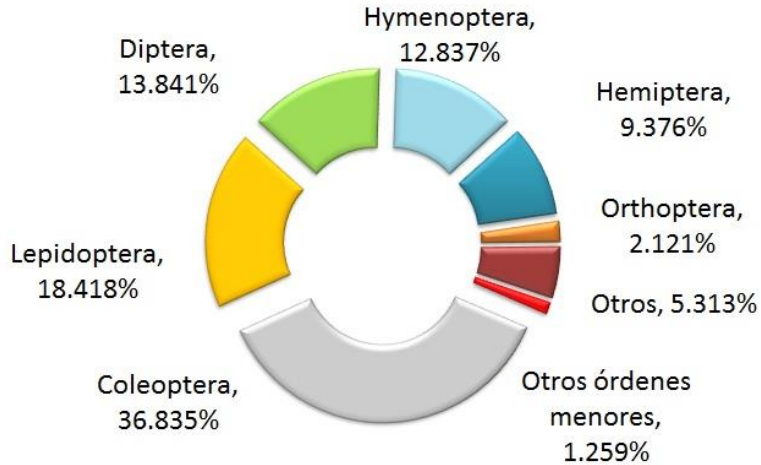


Figura 2.6 Diversidad de los órdenes de insectos, los coleópteros (escarabajos), lepidópteros (mariposas), dípteros (moscas y mosquitos) e himenópteros (abejas, avispas, hormigas,...) son los órdenes más abundantes (**Aragonesa, 1998**).

Las mosquitas blancas (*Bemisia tabaci*) tienen un ciclo incompleto, el cual se divide en los siguientes estadios: huevecillos, ninfa y adulto. A continuación describiremos brevemente cada uno.

Huevecillo. Las hembras ovipositan en el envés de la hoja y en posición vertical por medio de un pedicelo corto para anclarse y guía durante la fertilización (figura 2.7). El huevecillo es liso, alargado, la parte superior termina en punta y la parte inferior es redondeada; en promedio mide 0.23 mm de longitud y 0.1 mm de anchura (Cardona, *et al.*, 2005). El número de huevecillos varía de 48 a 500, de las cuales dos terceras partes serán hembras (Ortega-Arenas, 2008); el periodo de eclosión varía con la temperatura y la humedad relativa (25°C y 75% respectivamente), la duración de la etapa es de seis a siete días (Agropecuaria, 2000).

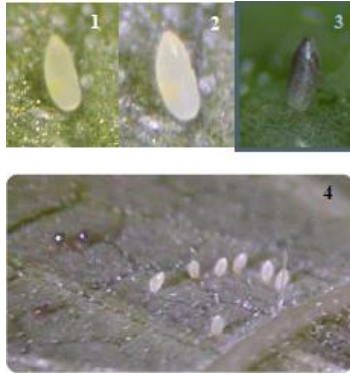


Figura 2.7 Los huevecillos son inicialmente blancos (1), luego toman un color amarillo (2) y finalmente se tornan café oscuro cuando están próximos a ninfa I (3). La mosquita blanca pone los huevecillos en forma individual o en grupos (4) (Cardona, et al., 2005).

Primer instar. La ninfa recién emerge del huevecillo se mueve para localizar el sitio de alimentación; es el único estado inmaduro que hace este movimiento y se le conoce como gateador. Tiene forma oval con la parte distal ligeramente más angosta. Es translúcida y con algunas manchas amarillas. Es muy pequeña (0.27 mm de longitud y 0.15 mm de anchura). La duración promedio del primer instar es de tres días. Una vez que la ninfa ubica el lugar donde se va a alimentar, inserta su aparato bucal picador chupador. Después de fijarse, pierde las patas, crece y muda en tres ocasiones hasta alcanzar el cuarto estadio ninfal (Cardona, et al., 2005).

Segundo instar. La ninfa de segundo instar es translúcida, de forma oval con bordes ondulados. Mide 0.38 mm de longitud y 0.23 mm de anchura. Las ninfas de primer y segundo instar se ven con mayor facilidad si se usa una lupa de 10 aumentos. La duración promedio del segundo instar es de tres días (Cardona, et al., 2005).

Tercer instar. La ninfa de tercer instar es oval, aplanada y translúcida, semejante a la de segundo instar. El tamaño aumenta al doble del primer instar (0.54 mm de longitud y 0.33 mm de anchura). Se observa con facilidad sobre el envés de la hoja sin necesidad de lupa. La duración promedio del tercer instar es de tres días (Cardona, et al., 2005).

Cuarto instar (pupa). La ninfa recién formada de cuarto instar es oval, plana y casi transparente. A medida que avanza su desarrollo se torna opaca y en ese momento se le da el nombre de pupa. Presenta hilos de cera largos y erectos que le son característicos. De perfil luce elevada con respecto a la superficie de la hoja. La pupa mide 0.73 mm de longitud y 0.45 mm de anchura. La duración promedio del cuarto instar es de ocho días (Cardona, *et al.*, 2005). La pupa es conocida por presentar los ojos de color rojo y el cuerpo de color amarillo (Ortega-Arenas, 2008).

Adulto. Recién emerge de la pupa, el adulto mide aproximadamente 1 mm de longitud. El cuerpo es de color amarillo limón; las alas son transparentes, angostas en la parte anterior, se ensanchan hacia atrás y están cubiertas por un polvillo blanco. Los ojos son de color rojo oscuro (figura 2.8). Las hembras son de mayor tamaño que los machos, viven entre 5 y 28 días. Se alimentan y ovipositan en el envés de hojas jóvenes, las cuáles seleccionan por atracción de color. Los adultos copulan apenas emergen, pero puede haber un período de preoviposición de un día. (Cardona, *et al.*, 2005). Los machos viven menos que las hembras, dependiendo de la temperatura; Coudried *et al.* (1985) reportan que la longevidad en las hembras puede ir de 14.5 a 55.3 días y de los machos entre 6.4 y 34 días y el rango de temperaturas de 12.7 a 26.5°C.

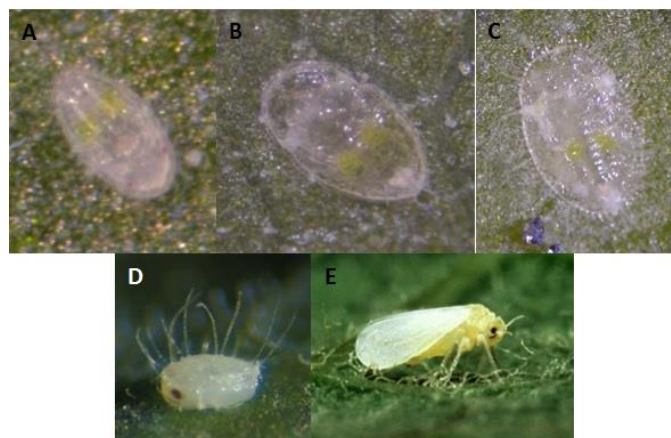


Figura 2.8 A) Primer instar, B) Segundo instar, C) Tercer instar, D) Cuarto instar o pupa y E) Adulto.

Los adultos de las mosquitas blancas son usados para diferenciar las subfamilias, comparando la venación alar y la estructura de los tarsos. La familia Aleyrodidae tiene dos subfamilias: Aleurodicinae y Aleyrodinae. La primera tiene especies endémicas en América del sur y Centroamérica, se caracteriza porque los puparios no presentan poros compuestos subdorsales; en cambio, en la subfamilia Aleyrodinae la exuvia tiene sobre la superficie dorsal, poros compuestos especializados en la producción de ceras. En la primer subfamilia se incluyen la mayoría de especies de mosquitas blancas de importancia económica (Ortega-Arenas, 2008).

2.2.2 Hábitos y adaptación del adulto.

La mayoría de los adultos emergen en el día y se mueven poco en la noche. Su actividad aumenta en las primeras horas de la mañana y se mantiene durante el resto del día. Inicialmente los vuelos son muy cortos; a partir de los nueve días de vida su desplazamiento es mayor (hasta dos metros por día). *T. vaporariorum* se adapta a regiones con altitudes entre 950 y 3000 msnm, con temperaturas promedio de 18 a 22°C y humedades relativas superiores al 60%. Las lluvias fuertes son un factor importante en la dinámica de población de mosquitas blancas, porque disminuyen el número de adultos en campo y pueden desprender gran cantidad de ninfas, lo cual ocasiona disminución de los niveles de infestación. (Cardona, *et al.*, 2005). Las especies de *Bemisia tabaci* tienen mayor capacidad para adaptarse y cambiar según el medio se lo permita. Se tiene registrado que la relación de los sexos es 1:1 según (Bueno, *et al.*, 2005)

La planta hospedera y el clima en el que se envuelve influye considerablemente en la duración del desarrollo de la mosquita blanca (figura 2.9). Las hembras tienen una longevidad de 5 a 28 días, según las condiciones ambientales en las que se encuentre la cría (Vet, *et al.*, 1980).

La fecundidad promedio por hembra a 19°C sobre ICA Pijao fue de 127 huevecillos en 36 días (Manzano & van Lenteren, 2009). A temperaturas constantes entre 15 y 25°C el desarrollo de los estadios no se ve afectado (Bueno, *et al.*, 2005; Gerling, 1990).

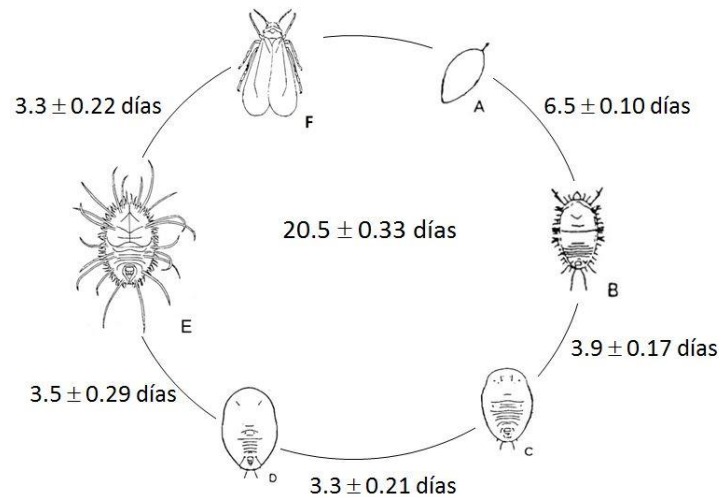


Figura 2.9 Ciclo biológico de la mosquita blanca determinado por Bonato *et al.* (2006) a 30°C, con 60% de humedad relativa y un fotoperiodo de 14 horas luz. A) Huevecillo. B) Ninfa I. C) Ninfa II. D) Ninfa III. E) Pupa. F) Adulto. Las imágenes de cada uno de los estadios fueron tomadas de Cabello *et al.* (1996).

2.2.3 Temperatura en los insectos

Hay muchos factores que inciden en la magnitud del ataque de las plagas, ya mencionamos a la temperatura, este factor afecta directa o indirectamente a todas las variables (humedad relativa, radiación solar). La temperatura es un elemento de diagnóstico de alteraciones y el aporte suficiente de calor para llevar a cabo cada uno de los procesos vitales, ya que todo deterioro es acompañado por la liberación de calor. En forma general el desarrollo y la reproducción de los insectos ocurren entre los 21°C y los 37°C (Olarte, 1978); aunque la combinación óptima de ésta y la humedad relativa es benéfica para la supervivencia y el desarrollo; regularmente este óptimo permanece cerca al límite máximo de temperatura y por arriba de un 50% de humedad relativa (Soria, 1969).

En *B. tabaci* la duración del ciclo biológico a 25°C sobre algodón (*Gossypium hirsutum*) es de 17.9 días, sobre berenjena (*Solanum melongena*) de 19 días y tomate (*Lycopersicon esculentum*) de 20.5 días. Para *B. argentifolii* sobre frijol (*Phaseolus vulgaris*) a 29°C el ciclo es de 16 días. En *T. vaporariorum* a 22.5°C sobre berenjena y chile es de 21 y 28 días respectivamente y sobre noche buena (*Euphorbia pulcherrima*) a 20 y 25°C el ciclo es de 35.1 y 29.5 días respectivamente, mientras que sobre tomate a 25°C en promedio es de 25 días. Las mosquitas blancas, tienen valores óptimos, máximos y mínimos de requerimientos térmicos para su desarrollo que varían entre especies y de un estado de desarrollo a otro (Ortiz-Catón, et al., 2010).

2.2.3.1 Umbral mínimo o temperatura base

La más baja temperatura que puede permitir el inicio de un proceso biológico se llama umbral inferior. La baja temperatura es una de las principales limitaciones de la actividad de los insectos (Torres-Díaz, et al., 2007). En general los insectos retardan su actividad biológica con temperaturas menores a 12 grados centígrados (Olarte, 1978). También cabe recordar que a bajas temperaturas menor desarrollo de hongos, menor respiración y degradación de los plaguicidas residuales y menor difusión y efectividad de los fumigantes. La endotermia requiere un alto suministro de energía (Heinrich, 1974; Heinrich & Heinrich, 1983), por lo que en ambientes fríos es más frecuente la polinización por insectos ectotermos (dípteros y lepidópteros), los cuales pueden forrajear con un bajo costo energético durante periodos esporádicos de calor (Arroyo, et al., 1982).

En ambientes fríos los lepidópteros ectotérmicos pueden incrementar su temperatura corporal realizando detenciones para asolearse y calentarse en el suelo (Wolfe, et al., 1998; Kinsolver, 1985) (Salvucci, et al., 1999) (Sarvucci, 2000). Hibernación de los insectos, al aproximarse la estación de invierno, los insectos que se encuentran a la intemperie o lugares expuestos, migran distancias cortas hacia nichos menos expuestos, para no exponerse totalmente al frío.

Se da el fenómeno del super-enfriamiento aparente, donde la temperatura del cuerpo del insecto baja con la temperatura del ambiente, a un punto crítico en el cual la temperatura resurge hasta un breve equilibrio entre el calor de fusión y la radiación del calor en el ambiente inmediato, y permanece hasta que el calor liberado por el congelamiento se disipa; entonces la temperatura baja de nuevo hasta alcanzar el equilibrio con el medio ambiente, cuando pasa esto el insecto muere. Zalom *et al.* (1985) establecieron en algodón como el umbral mínimo 10.3°C, mientras que el umbral inferior es de 11°C en la región Laguna y sobre algodónero y para *T. vaporariorum* es de 8°C (Ortiz-Catón, et al., 2010).

2.2.3.2 Umbral máximo

El umbral máximo de temperatura es la temperatura más alta que puede resistir un insecto sin morir, y la temperatura máxima efectiva es el punto donde cesa la actividad biológica por exceso de calor; y entre estas temperaturas se encuentra la zona de letargo que se llama de “estivación” (Olarte, 1978). El aumento de la temperatura como factor climático tiene efectos potenciales como: la disminución de la sobrevivencia de algunas especies de mosquitos, aumento de la población en crecimiento, aumento en la tasa de alimentación, distribución estacional y especial extendida, incubación más rápida, se intensifican los procesos metabólicos que promueven un mayor gasto de energía, ampliación de la temporada de transmisión, pero a temperaturas mayores a 38°C causan inmovilización temporal, arriba de los 40 a 50 °C causa mortalidad de la población en un 100% (Erazo-Parga & Cárdenas-Romero, 2013). El umbral superior para *Bemisia tabaci* fue establecido por Zalom et al. (1985) de 32.2°C en algodón, mientras que es de 33°C en la región Laguna y sobre algodónero y para *T. vaporariorum* son 35°C (Ortiz-Catón, et al., 2010).

2.2.3.3 Temperatura óptima

La temperatura óptima es aquella a la cual el desarrollo ocurre lo más rápidamente posible (Olarte, 1978). La temperatura óptima para *Bemisia tabaci* es de 28°C en la región Laguna y sobre algodónero y para *T. vaporariorum* va de 15 días a 28°C (Ortiz-Catón, et al., 2010).

En el gráfico siguiente podemos ver el efecto que tiene la temperatura sobre los insectos.



Figura 2.10 Efecto de la temperatura sobre los insectos (Casini & Santajuliana, 2014) (Xu, et al., 2013).

2.2.4 Unidades Calor

Las unidades calor (UC), unidades térmicas (UT) o grados de desarrollo (UD) se expresan en °D (grados de desarrollo), son el marco de referencia para el estudio del ciclo biológico de muchos organismos, por ser directamente proporcional a la temperatura, llevando al establecimiento del concepto de grados-día, los cuales a su vez son usados para las técnicas de predicción del crecimiento de muchos organismos en diferentes partes del mundo.

La relación lineal entre el nivel de desarrollo y la temperatura, es el punto de partida para la determinación de las temperaturas umbrales y unidades de calor que requiere cierta especie (Allen, 1976; Pruess, 1983). Los grados de un período determinado de tiempo son la suma, para todos los días de ese período de tiempo, de la diferencia entre una temperatura fija o base de los grados-día y la temperatura media del día. Cuando esa temperatura media diaria sea inferior a la temperatura base, obtendremos los grados-día de calentamiento; si, por el contrario, esa temperatura media diaria es superior a la base, obtendremos los grados-día de enfriamiento. Así que podemos tener dos tipos de grados-día: de calentamiento o de enfriamiento (Rodríguez-Calcedo, et al., 2012). En la figura 2.11 se puede ver la diferencia entre grados-día de calentamiento y de enfriamiento.

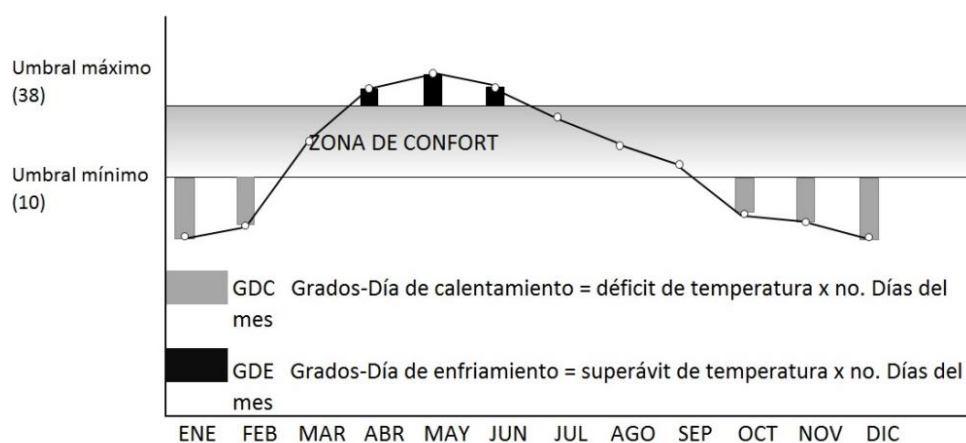


Figura 2.11 Grados-día de calentamiento y grados-día de enfriamiento (Rodríguez-Calcedo, et al., 2012).

Para predecir el estado de desarrollo a partir de los grados-día, es necesario haber establecido antes, además del umbral mínimo de desarrollo, la integral térmica, definida como el número de grados-día que han de ser acumulados para que ocurra un evento determinado (eclosión, mudas larvarias o ninfales, pupación, emergencia del adulto, etc. (Marco, 2001) Un grado-día es igual a un grado arriba de la temperatura umbral inferior de desarrollo en 24 horas. Nava (2001) señala que existen varios métodos para determinar los GDD en condiciones de invernadero o campo: el del triángulo (Arnold, 1959); del rectángulo (Linsey & Newman, 1956); el

del ángulo del seno (Arnold, 1960; Allen, 1976); el del seno truncado (Parton & Logan, 1981) y el de mínimos cuadrados entre otros. La precisión del método empleado depende en que las temperaturas registradas estén en el intervalo delimitado por las temperaturas umbrales del insecto.

2.2.4.1 Método del triángulo simple (Arnold, 1959).

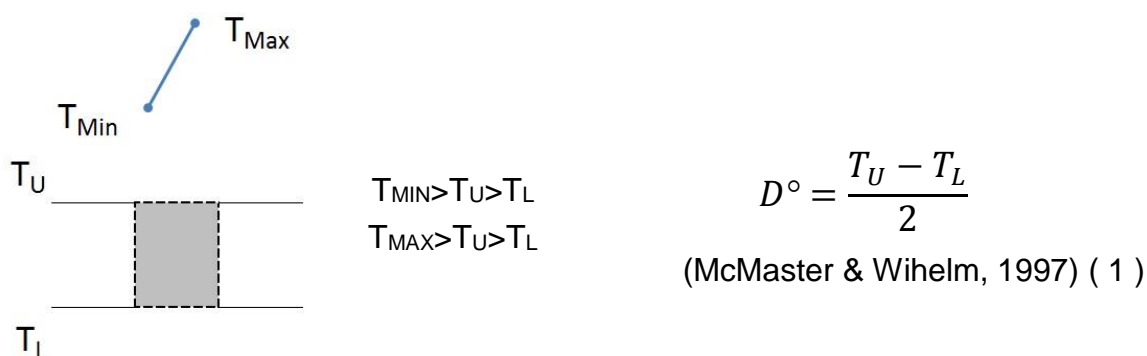


Figura 2.12 Temperaturas máxima y mínima totalmente sobre ambos umbrales.



Figura 2.13 Temperaturas máxima y mínima totalmente debajo de ambos umbrales.

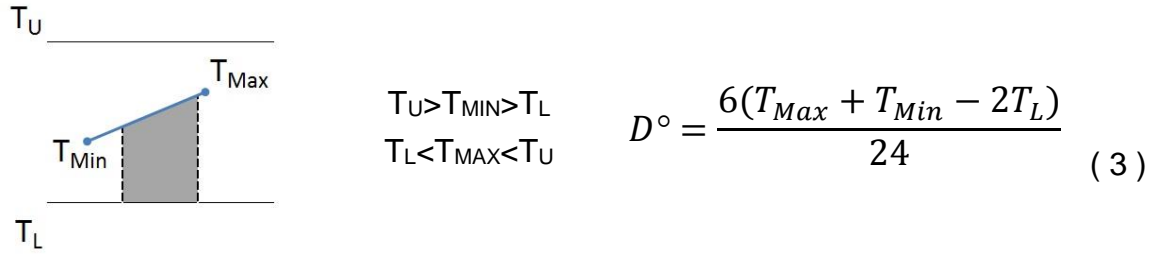


Figura 2.14 Temperaturas máxima y mínima enteramente entre ambos umbrales.

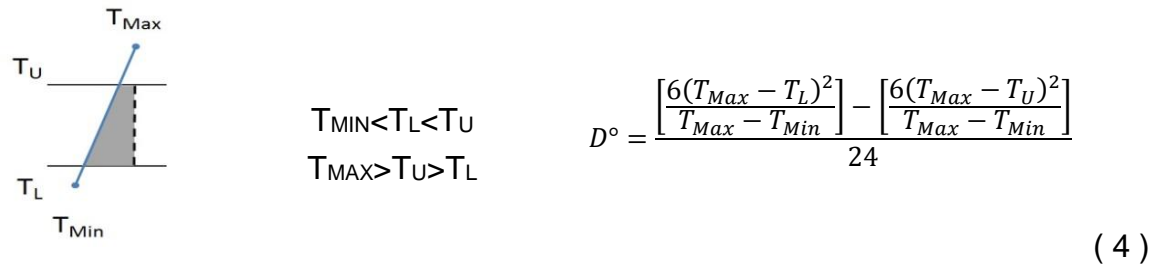


Figura 2.15 Temperaturas máxima y mínima interceptadas por ambos umbrales.

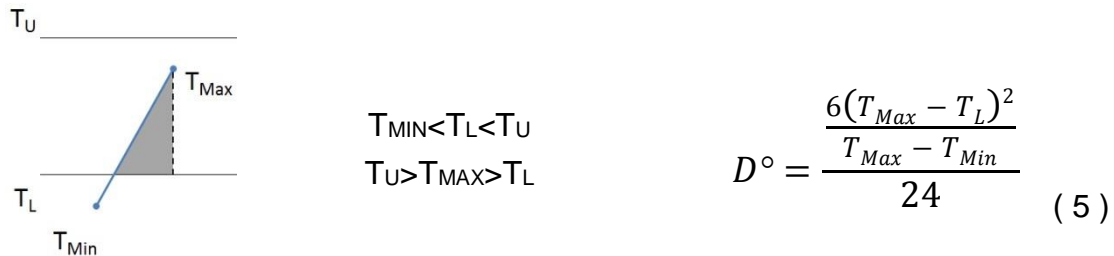


Figura 2.16 Temperaturas máxima y mínima interceptadas por el umbral inferior.

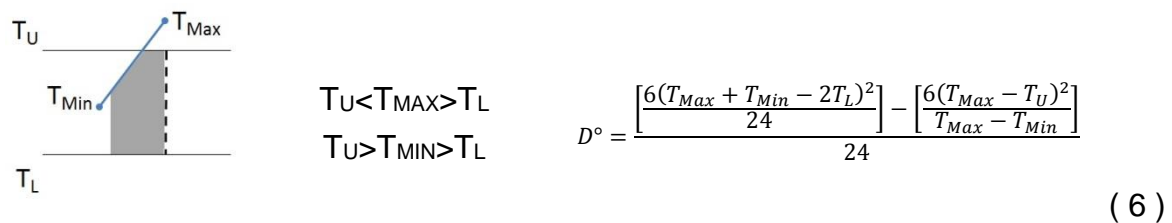


Figura 2.17 Temperaturas máxima y mínima interceptadas por el umbral superior.

Las tasas de desarrollo se incrementan al aumentar la temperatura hasta los 30°C y luego decrecen a partir de 32°C. *T. vaporariorum* es afectada por temperaturas mayores a 35°C y alta humedad relativa y su desarrollo se detiene a 8°C. La temperatura umbral mínima para el desarrollo de huevecillo a adulto, varía de 10 a 13.2°C y se requiere de 250 a 315 °D (grados de desarrollo) para completar su desarrollo (Nava-Camberos, et al., 2001). Presentan de 11 a 15 generaciones al año con reproducción predominantemente sexual, aunque pueden reproducirse por partogénesis (Ortega-Arenas, 2008; Xu, et al., 2013) y arrenotoca (Byrne & Bellows, 1991). Por su parte Ortiz-Catón *et al.* (2010) citan que se requieren 275°D en algodónero en la región de La Laguna con una temperatura base de 12°C, y 315 °D a una temperatura base de 10°C.

Medina (1996), establece que en las temporadas de invierno las poblaciones de mosquita blanca decrecen pero estas se mantienen en los campos de alfalfa y en brócoli, coliflor, lechuga, entre otros; su resistencia se debe al cambio biológico del *biotipo "B"*, que también es conocida como *Bemisia argentifolii Bellows & Perring*, es más agresiva porque provoca disturbios fitotóxicos en las plantas al alimentarse. El análisis de los datos bajo una escala fisiológica de tiempo expresada en unidades calor, permitió bajo un modelo exponencial, la determinación del umbral máximo de 32°C y mínimo de 10°C, con estos umbrales térmicos se requirió la acumulación de 316 °D para formar una nueva generación; el tiempo necesario de desarrollo de huevecillo hasta adulto fue de 15 a 20 días calendario, con picos que variaron de 219.4 a 472.8°D. La oviposición se dio a las 27 °D, para llegar a ninfa se requirieron de 268.5°D y para pupas de 73°D. Stay (2007) establece la temperatura base entre 4.26 y 5.24°C, el estado de huevecillo acumula 154°D, para ninfa I de 229°D, para ninfa II de 286°D, ninfa III de 357°D, ninfa IV de 436°D y pupa de 516°D; a una temperatura promedio de 19.4°C, su ciclo de vida de huevecillo a adulto es de 33.2 días; a 24.26 °C es de 26.4 días.

Elchelkraut y Cardona (1989), reportan que el ciclo de vida de la mosquita blanca dura aproximadamente 19 días a 32°C. Por su parte López-Ávila (1986), indica que puede alargarse hasta 73 días a 15° C o menos de 19 días a más de 32°C. Álvarez (1992), determinó el ciclo biológico de la mosquita blanca: 10 días para huevecillos, 4.5 días primer estadio; 3.4 días segundo estadio; 2.3 días el tercero; 1.9 días el cuarto y 2 días la pupa con temperatura de 24.1° C y 75.6% de humedad relativa. Resultados obtenidos en el Colegio de Posgraduados en México (2007) y Ortega-Arenas (2008) indican que las poblaciones de la mosquita blanca del camote y de la hoja plateada presentaron un umbral inferior de 11.5 y 11.52° C, respectivamente, en tanto que la mosquita blanca del invernadero registró un umbral mínimo de 8.63° C; las constantes térmicas resultaron, respectivamente, de 280 y 371 °D para la mosquita blanca del camote y de la hoja plateada.

En el caso de la mosquita blanca del camote, bajo condiciones de campo en algodonero, se determinó que el umbral inferior es de 10° C y el superior de 32° C, mientras la constante térmica es de 316°D para que el insecto complete su ciclo de vida (Butler, et al., 1983; Enkegaard, 1993; Wang & Tsai, 1996; Muñoz & Nombela, 2001). El ciclo de vida en días bajo condiciones de laboratorio en frijol para cada fase fue: huevecillo (5.74 ± 2.16), primer instar (2.60 ± 2.16), segundo instar (3.10 ± 1.10), tercer instar (3.00 ± 1.27), cuarto instar (4.25 ± 1.47) y pupa (3.74 ± 1.99) (Gerling, 1990).

Tabla 2.1 Comparación entre la temperatura y los días de duración del ciclo de la mosquita blanca, información recopilada en literatura para diferentes cultivos.

Hospedante	Temperatura (°C)	Días del ciclo	Referencia
Frijol	12; 15; 18; 21; 24; 26; 28.5; 30	126, 76, 44, 32, 26, 33, 15, 18, 22	Stenseth (1971); Eichelkraut y Cardona (1989); Mansaray y Sundufu (2009); Omondi et al. (2005).
Pepino	20; 24; 25.5; 29; 32	38; 23; 17.8; 20; 18; 18	Powell y Bellow (1992); Merendonk y Lenteren (1978).
Pimiento	17; 20; 23; 26; 28.5; 30; 33; 35	45; 37; 26; 22; 17; 16; 16; 14	Muñiz y Nombela, (2001); Omondi et al. (2005); Khan et al., (2011)
Tomate	11.5; 17; 21; 24; 25; 28.5; 30; 31.5; 35	57; 56; 40; 24; 26; 19; 20; 21; 14	Cristochowitz et al. (1981); Bonato et al. (2006); Merendonk y Lenteren (1978); Belloti, (2006); Omondi et al. (2005); Khan et al. (2011)

2.3 Modelos matemáticos

Un modelo biológico se hace para interactuar con procesos químicos y físicos, los cuales son altamente complejos, porque muchos de sus componentes interactúan simultáneamente, y éstas son no lineales o caóticas en la naturaleza. Estas características se deben entender para poder predecir el comportamiento del sistema. Simulaciones basadas en modelos cualitativos de procesos biológicos y sus interacciones, pueden proveer conocimiento sobre el comportamiento de los sistemas vivos y la administración de estos sistemas para lograr metas específicas. Un sistema es un conjunto de componentes y sus interrelaciones que están agrupadas para un propósito de estudio de alguna parte de la realidad; una de las complicaciones de los sistemas biológicos es que están organizados jerárquicamente y pueden ser estudiados en diversos niveles (como áreas de cultivo, granjas, planta, sistemas de las plantas, partes de las células), pero con los

objetivos claros en un modelo pueden ser usados como guía para determinar la jerarquía, y establecer los límites del sistema. “Un modelo está definido como una representación matemática de un sistema, y el modelado es el proceso de desarrollo de la representación”. Los procesos de los modelos son las interrelaciones entre los componentes y por lo tanto entre las variables de estado en el sistema (Jones & Luyten, 1998).

Los modelos continuos, se caracterizan por variables de estado que pueden cambiar suavemente en pequeños intervalos de tiempo y no están restringidos a valores enteros, son representados por ecuaciones diferenciales derivadas de la estructura del sistema, llamado también modelado de caja blanca (físico, mecánico o basado en principios fundamentales); intenta reproducir las relaciones funcionales del sistema. Son modelos simples y rápidos, se conocen los parámetros de entrada y salida y además los procesos que se ejecutan para obtener los datos de salida; pero tienen como desventaja que solo predicen el comportamiento del sistema bajo las condiciones de prueba y requieren una gran cantidad de datos para poder calibrarlo o ajustarlo correctamente (Vázquez-Cruz, et al., 2014).

Desde otro enfoque, los modelos asumen que los procesos de estudio pueden ser aproximados por una estructura de caja negra, el cual es una aproximación de funciones. El problema de este tipo de modelado es llegar al cálculo de una estructura adecuada de la aproximación que muestre correctamente la dinámica y la no linealidad del sistema; se estiman los parámetros desde los datos experimentales. Por lo general este sistema sirve para simulaciones numéricas (Vázquez-Cruz, et al., 2014). Hay modelos matemáticos que describen el efecto de la temperatura sobre el crecimiento de la población, en las últimas décadas el estudio de la dinámica de poblaciones de insectos ha avanzado considerablemente, debido a que los modelos pueden ayudar a predecir el crecimiento y establecer un calendario de actividades para tener controlada a la plaga (Lozano, et al., 1998).

El modelo lineal es eficaz en la descripción de la tasa de desarrollo por debajo de la temperatura óptima de desarrollo y tiene tres ventajas: su ajuste es satisfactorio a temperaturas por debajo del óptimo de desarrollo, se obtiene un umbral térmico inferior por debajo del cual la tasa de desarrollo es igual a cero, y es sencillo de calcular. Morris y Fulton (1970) tomaron este modelo y lo compararon contra el aumento de la temperatura para cada uno de los estados de los insectos; sin embargo, el modelo lineal no es aplicable a las temperaturas que se acercan o superan el óptimo, debido a que el modelo lineal asume que la tasa de desarrollo es una función creciente de la temperatura, no existe el umbral de desarrollo superior.

Logan *et al.* (1976) combinaron los dos modelos anteriores en una única solución analítica: modelo de análisis no lineal que describe la tasa de desarrollo dependiente de la temperatura óptima, llegando a dos ventajas: se cubre temperaturas por encima y por debajo de la óptima, y que puede ser utilizado para estimar la parte superior del umbral de desarrollo. Sin embargo, el umbral de desarrollo inferior no se puede conseguir porque la curva del modelo Logan no cruza el eje x. El modelo lineal de grados día ($K = D[T - C]$) donde K es la constante térmica para completar el desarrollo de una generación, D es el tiempo requerido para completar el desarrollo a la temperatura T y C es el umbral de temperatura, bajo el cual el desarrollo no ocurre, llamada temperatura base. Este modelo es fácil de usar, los dos parámetros usados son biológicamente significativos, pero la relación lineal sólo se usa en la tasa de desarrollo entre ciertos rangos de temperatura para una especie dada (Wang, *et al.*, 2004).

Los modelos no lineales fueron propuestos por el modelado de crecimiento no lineal encontrado a altas y bajas temperaturas. Entre los modelos no lineales, la ecuación Sigmoide usada por Stinner *et al.* (1974) fue criticada por inexactitudes a altas temperaturas (Logan, *et al.*, 1976) (Wagner, *et al.*, 1984). El modelo Logan *et al.* (1976), combina dos ecuaciones exponenciales para describir las tasas de desarrollo a temperaturas intermedias y altas, se encontró que sobreestima el

crecimiento a bajas temperaturas (Hilbert & Logan, 1983). El modelo propuesto por Sharpe y DeMichele (1977), aunque emplea conceptos biofísicos, se ha detectado que sobreestima crecimiento de los insectos a temperaturas letales bajas y altas (Hilbert & Logan, 1983; Gould & Elkinton, 1990). El modelo también es poco adecuado para la regresión no lineal. La modificación del modelo por Schoolfield et al. (1981) hace los parámetros biológicamente interpretables además de su ajuste para la regresión no lineal.

La relación entre la temperatura (T) y tasa de supervivencia de inmaduros fue descrito por el modelo de Curry y Feldman (1987), donde las funciones exponenciales se usan para describir la influencia de la temperatura sobre la fecundidad total y la longevidad. El modelo propuesto por Lactin et al. (1995) da la relación entre la temperatura y la tasa de supervivencia de inmaduros, ampliamente utilizado para simular el desarrollo del insecto a diferentes temperaturas debido a que se puede calcular la integral de la función de la tasa de desarrollo a lo largo del tiempo (Arbad, et al., 2006). Brière et al. (1999) incluyen en el modelo de Logan la medición del umbral de temperatura más baja. El modelo de rendimiento “performance model” calcula los umbrales inferior y superior de desarrollo simultáneamente, todos los valores preliminares de parámetros para los modelos no lineales se incluyen en este modelo; pero los valores estimados para el umbral inferior de desarrollo son insuficientes y el cálculo solo es teórico y difiere del modelo lineal en 0.5°C (Shi, et al., 2011).

2.3.1 Función logística

Los modelos de predicción de regresión logística son comúnmente usados para reportar ciclos de vida, mismos que son desarrollados para poblaciones en los que se están obteniendo datos; estos modelos son usados para la toma de decisiones en la predicción que debe ser válida (Gude, et al., 2009). “El modelo exponencial busca representar matemáticamente el crecimiento de diferentes tipos de poblaciones en relación al tiempo. Sin embargo, se puede describir el

comportamiento de la población por medio de ecuaciones diferenciales. Primero tenemos las ecuaciones lineales, que en periodos cortos la tasa de crecimiento de algunas poblaciones es proporcional a la población presente en cualquier momento, si se conoce una población en cierto momento inicial, podemos considerar a $t = 0$, al solucionar (7) se predice la población en un futuro. Resolviendo la ecuación diferencial tenemos (8)” (Zill, 1997).

$$\frac{dN}{dt} = kN, \quad N(t_0) = N_0 \quad (7)$$

$$N(t) = ce^{-Nt} \quad (8)$$

Pero, este modelo no es factible porque no contempla las limitaciones al crecimiento y no es frecuente en la naturaleza. Cuando el número de individuos N llega necesariamente a un límite y los recursos son explotados de forma óptima, entonces el valor de N sea cero se denomina capacidad del medio y se simboliza por K . La tasa con la que incrementa una población sólo depende del número presente y no de mecanismos dependientes del tiempo, y cuando un medio es capaz de mantener, como máximo, una cantidad K determinada de individuos en una población (capacidad de sustento) entonces podemos usar la ecuación (9). Resolviendo esta ecuación diferencial obtenemos la ecuación (10).

$$\frac{dP}{dt} = P(a - bP) \quad (9)$$

$$r(t) = \frac{aP_0}{bP_0 + (a - bP_0)e^{-at}} \quad (10)$$

La evolución temporal característica es una curva en forma de S llamada curva logística o sigmoidea, que da su nombre al modelo. Las poblaciones positivas evolucionan alejándose del cero y acercándose asintóticamente a K ; este modelo tiene dos parámetros, r y K . (Zill, 1997) En base a la función logística se predecirá la población de mosquita blanca (*Bemisia tabaci*) en un invernadero bajo condiciones naturales.

Como todos los organismos vivos, los insectos son capaces de sobrevivir dentro de ciertos límites climatológicos, como son la temperatura, la humedad relativa o el fotoperiodo; dentro de estos rangos estas variables actúan sobre la alimentación, la reproducción, el tiempo entre estadios, la dispersión, la puesta, el tiempo de vida. Una de las variables que sin duda afecta el desarrollo de los insectos es la temperatura, debido al impacto que tiene en los procesos bioquímicos al ser estos organismos poiquiloterms (Marco, 2001); por esto el uso de la temperatura sobre el tiempo de desarrollo como variable en los modelos matemáticos para predicciones del crecimiento de las poblaciones es ampliamente utilizada (Wagner, et al., 1984).

Al fijar y aplicar los niveles económicos exige un método para determinar con exactitud el nivel poblacional en un momento; las poblaciones de las plagas oscilan en el tiempo alrededor de un número de individuos, siendo la “Posición General de Equilibrio” que puede variar dependiendo de los controles o los factores ambientales.

El “Umbral de Acción” es la densidad de la plaga que justifica la acción de medidas de control de la misma, este concepto abarca tres niveles económicos de decisión: daño económico, nivel económico de daños y el umbral económico o de tratamiento (Pérez-Moreno, 2000). “Se utilizan los modelos matemáticos logísticos como herramienta para el conocimiento de la dinámica poblacional. Estos modelos se basan en la tasa de crecimiento de las poblaciones sometidas a una capacidad de carga que viene determinada por las limitaciones físicas y biológicas del ecosistema” (Barranco, et al., 1999).

3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización y ubicación.

La experimentación se realizó en el campus de Amazcala de la Facultad de Ingeniería de la Universidad Autónoma de Querétaro, en el municipio del Marqués. Localizado en el sector Suroeste del estado, entre los $100^{\circ} 15' 33.87''$ de longitud Oeste y su latitud Norte entre $20^{\circ} 42' 20.08''$, a una altitud de 2,272 msnm con la clave geoestadística 220110005 (Figura 3.1). Colinda al Oeste con el municipio de Querétaro, al Norte con el estado de Guanajuato, al Este con el municipio de Colón y al Sur con los municipios de Huimilpan y Pedro Escobedo. Se llega a esta población a través de la carretera 540 - libre a Chichimequillas y la carretera 200 - México libre. (INEGI, 2014).

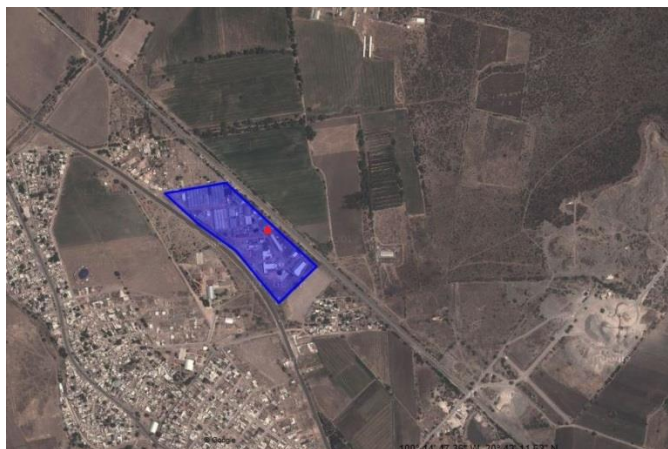


Figura 3.1 Ubicación del campus Amazcala, de la FI de la UAQ

La distancia entre la ciudad de Querétaro y la población de Amazcala es de 31.2 Km. El clima de acuerdo con los criterios de Koppen modificados por Enriqueta García (2003), se clasifica en general como semiseco, semicálido, con lluvia en verano y con un porcentaje de lluvia invernal menor de 5, la precipitación media anual en el valle es del orden 520 mm datos de la estación climatológica de Nogales y el Zamorano, para el período de 1921 a 1996; la temperatura media anual es del orden de 17°C (SMN-CONAGUA, 2014).

3.2 Características de las jaulas entomológicas

Se hicieron 12 jaulas entomológicas para el monitoreo de un ciclo completo de la mosquita blanca; éstas fueron fabricadas con malla antiáfidos, perfil de aluminio de ½" y plástico cristal calibre 18. Sus dimensiones son de 50 cm de lado en forma de cubo, tienen una ventana que permite la apertura para el ingreso y salida de muestras sin dejar escapar individuos (Figura 3.2).

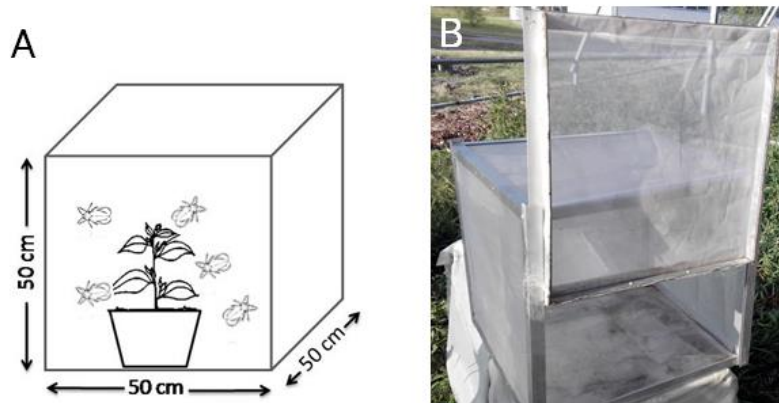


Figura 3.2 A) Jaula entomológica, B) Aspecto de la jaula (Bonato, *et al.*, 2006; Ramos-Barreto, *et al.*, 2007).

3.3 Características del invernadero.

La investigación se realizó en un invernadero tipo capilla cubierto de plástico de 600 galgas de espesor, el área cubierta es de 17.5m² (3.6m de ancho y 5m de largo). La cumbre está orientada este-oeste, con solo ventilación natural, las dos ventanas laterales son del tipo enrollable, por arriba de 4m se colocó una malla sombra del 70% para proteger al invernadero de las altas temperaturas obteniendo un promedio de 274.70 watts/m² (Figura 3.3). El promedio de fotoperiodo fue de 11 horas.

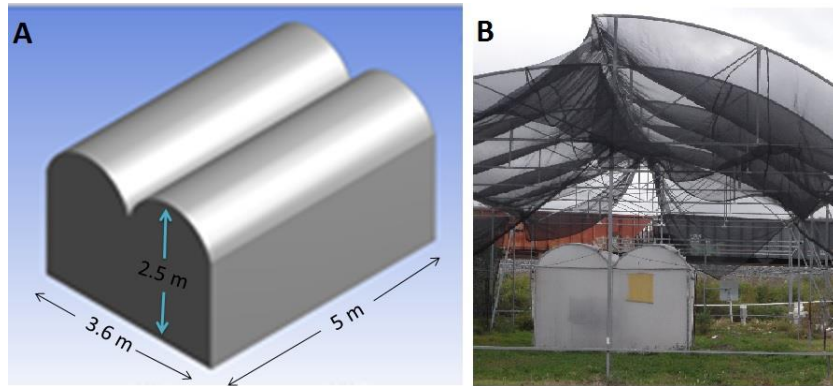


Figura 3.3 A) Dimensión del invernadero, B) Aspecto físico del invernadero.

3.4 Material vegetal, contenedores y sustrato.

Se hicieron pruebas con plantas de jitomate, lechuga y calabaza, la mejor planta para llegar a los objetivos planteados fue la de calabaza por tener hojas grandes, verdes, con profundos lóbulos y extendidas, y se contabilizaba de manera más eficiente la población en cada estadio. Se usaron semillas de calabaza italiana con las siguientes especificaciones: variedad zucchini grey, germinación del 85%, porcentaje de pureza del 99, porcentaje de viabilidad 99, germinación entre 10 y 12 días, profundidad de siembra entre 3 y 5 centímetros, días para cosechar 60, la semilla fue tratada y de polinización abierta, de excelente vigor y cobertura con buena uniformidad de la planta, de madurez intermedia (figura 3.4).



Figura 3.4 A) Plántula de calabaza, B) Calabaza en desarrollo y C) Planta de calabaza en reproducción.

Tabla 3.1 Temperaturas críticas para cucurbitáceas en las distintas fases de desarrollo.

Etapa		Temperatura (°C)
Helada		1°C
Detención de la vegetación	Aire	13 – 15°C
	Suelo	8 – 10°C
Germinación	Mínima	15°C
	Óptima	22 – 28°C
	Máxima	39°C
Floración	Óptima	20 – 23°C
Desarrollo	Óptima	25 – 30°C
Maduración del fruto	Mínima	25°C

Humedad. Al inicio del desarrollo de la planta la humedad relativa debe ser del 65-75%, en floración del 60-70% y en fructificación del 55-65%. La planta necesita bastante agua en el período de crecimiento y durante la maduración de los frutos para obtener buenos rendimientos y calidad.

Luminosidad. La duración de la luminosidad en relación con la temperatura, influye tanto en el crecimiento de la planta como en la inducción floral, fecundación de las flores y ritmo de absorción de elementos nutritivos. El desarrollo de los tejidos del ovario de la flor está estrechamente influenciado por la temperatura y las horas de iluminación, de forma que días largos y temperaturas elevadas favorecen la formación de flores masculinas, mientras que días cortos con temperaturas bajas inducen el desarrollo de flores con ovarios.

El tipo de contenedor utilizado para germinar fue de polietileno, con 50 (10 x 5) cavidades cónicas invertidas. El volumen de cada celda fue de 25 ml, la altura de los contenedores fue de 7 cm y dimensiones de 30 cm de ancho por 50 cm de largo. La mezcla de sustratos se hizo 1:1:1, que es la ideal para germinación usando peat moss, perlita y tezontle.

3.5 Material biológico y jaulas entomológicas.

La población inicial de mosquitos blancos (*Bemisia tabaci*) se tomó del invernadero de tomate saladete de 2,240m² al final del ciclo del cultivo, en los meses de noviembre y diciembre del 2013. Ésta se mantuvo en macetas de jitomate, lechuga y finalmente de calabaza para su adaptación a la planta experimental como se muestra en la figura 3.5.



Figura 3.5 A) Jaula entomológica con planta de jitomate, B) jaula entomológica con planta de lechuga y C) planta entomológica con planta de calabaza, como hospederos de la población de mosquita blanca.

3.6 Manejo de siembra, germinación y emergencia de la planta de calabaza.

Se inició con la desinfección de las charolas de 50 cavidades con una dilución de sales cuaternarias (desinfectante químico), con una concentración de 1 mL L⁻¹ de agua, la semilla se mantuvo en agua a 38°C por una hora antes de la siembra para acelerar la imbibición, mientras se humedecía el sustrato “peat moss” y “perlita” a capacidad de campo, para luego llenar las charolas, cada cavidad se llenó completamente con los sustratos mencionados. Se colocó una semilla por cavidad a una profundidad del doble de su tamaño (1 cm aproximadamente), se proporcionó un riego abundante sólo con agua natural, la charola fue colocada en la cámara de germinación y cubierta con plástico negro para estimular el proceso de germinación, a una temperatura de 27°C y humedad relativa de 65% donde permaneció, hasta la emergencia de las primeras plántulas, proceso que inicio a los 3 días después de la siembra (dds). Posteriormente se extendieron en el invernadero de crecimiento (figura 3.6).



Figura 3.6 A) Germinación de semilla de calabaza, B) Planta de calabaza a los 8 días (dds), C) Planta de calabaza a los 12 días (dds).

3.7 Solución nutritiva.

La solución nutritiva (SN) base para el riego de las plantas fue la de Steiner (1984), para elaborar la solución nutritiva se utilizó el agua de la olla que proviene del pozo de la universidad.

Tabla 3.2 Composición química del agua de la olla de agua principal en el campus de Amazcala.

Datos	Cantidad	Unidades
pH	7.72	
CE	0.19	ds/m ⁻¹
Ca ²⁺	1.09	me/L
Mg ⁺²	0.48	me/L
Na ⁺	2.69	me/L
K ⁺	0.42	me/L
NO ₃	0.3	me/L
HCO ₃	3.66	me/L
SO ₄ ²⁻	0.19	me/L
Cl ⁻	0.38	me/L
RAS	3.04	Me/L

Tabla 3.3 Composición química de la solución nutritiva de crecimiento.

Fórmula química	Nombre comercial	Unidades	Crecimiento	Desarrollo
(NH ₄ H ₂ PO ₄)	Fosfato monoamónico	g	24.15	27.6
Ca(NO ₃) ₂ 6H ₂ O	Nitrato de calcio hexahidratado	g	106.17	
Ca(NO ₃) ₂ 7H ₂ O	Nitrato de calcio	g		168
H ₂ SO ₄	Ácido sulfúrico	g	6.16	10.8
H ₃ BO ₃	Ácido bórico	g	0.35	2.3
HNO ₃	Ácido nítrico	ml	16.2	
K ₂ SO ₄	Sulfato de potasio	g	42.87	41.84
KNO ₃	Nitrato potásico	g		26.08
Mg(NO ₃) ₂ 6H ₂ O	Nitrato de magnesio hexahidratado	g	32.792	
Mg(SO ₄) 7H ₂ O	Sulfato de manganeso heptahidratado	g		118
Quelato Cu	Quelato de cobre al 14%	g	0.04	0.12
Quelato Fe	Quelato de hierro al 13%	g	2.12	0.7
Quelato Mn	Quelato de manganeso al 13%	g	0.67	0.04
Quelato Zn	Quelato de Zinc al 14%	g	0.11	0.5

La etapa de nutrición se dividió en dos fases:

- Fase I al 75% para 200 L de agua (Crecimiento – 30 días después del trasplante).
- Fase II al 100% para 200 L de agua (Desarrollo – a partir de 31 días después del trasplante).

3.8 Diseño experimental.

Una vez trasplantadas a macetas, se ingresaron las plantas a las jaulas entomológicas, el primer ciclo se desarrolló en el invernadero de policultivo como se muestra en la figura 3.7, para tener un control del desarrollo de la mosquita en invernadero bajo las condiciones normales, donde se hicieron 3 ciclos. Dadas las menciones del UE reportadas en literatura se determinó ingresar 20 individuos por jaula, y observar el nivel de ovoposición en cada una de las repeticiones. El experimento no contempló el género de los individuos experimentales, para que la población tomara las condiciones naturales en el medio ambiente.



Figura 3.7 Prueba de riegos y temperatura en invernadero policultivo.

Para la identificación de los huevecillos en las hojas se usó el esteroscopio marca Iroscope, modelo NZ14B, el enfoque usado fue de 0.7 y 1x aumentos, relación de 6.4:1, el ajuste de la distancia interpupilar de 55 a 75mm, el sistema de giro del cabezal a 360°, ajuste de dioptrías en ambos tubos, un par de oculares hwf-10x con cubre ojos, estativo con base, poste de sistema de enfoque macro, iluminador incidente ep-3 con alojamiento directo, con bulbo halógeno 6v 20w control independiente, control dual simultaneo para ambos iluminadores, control de intensidad variable, transformador integrado en la base para 120v a 6v, platina blanca-negra y transparente con dos clips.

Calibración del modelo de caja negra y blanca				Validación del modelo caja negra			Validación del modelo caja blanca			
Primer ciclo fenológico				Segundo ciclo fenológico			Tercer ciclo			
Ene	Feb	Mzo	Abr	Myo	Jun	Jul	Ago	Sept	Oct	Nov
47 días				49 días			36 días			
182.8 °D				247 °D			171.1 °D			

Figura 3.1 Ciclos biológicos experimentales de la mosquita blanca.

Primer ciclo. A principios de Febrero 2014 se germinaron las plantas, a los 10 días se colocaron las plantas en invernadero de 108m² con ambas ventanas de ventilación abiertas, durante 3 días se tuvieron las plantas con 20 mosquitas blancas adultos, para el 20 de Febrero las plantas ya presentan huevecillos en el envés de las hojas, e inicia el conteo. Las plantas se regaron todos los días con gotero de 4 L/H dos veces al día. Los datos climáticos se registraron con sensores de temperatura, humedad relativa y radiación solar y se registraron los datos en un datalogger con precisión 98.05±0.13 cada tercer día, los datos se guardaron cada 15 minutos y se tomaron la máxima y la mínima para el cálculo del promedio de temperatura, humedad relativa y radiación solar del día. Se hicieron 12 repeticiones, los datos de la población de cada jaula de la mosquita blanca se registraron en cada una de las 16 fechas muestreadas (18 de Febrero al 5 de Abril de 2014), se contaron las mosquitas adultos, huevecillos y ninfas manualmente y se tiene registro de ellos en fotografías tomadas por una cámara de 5 MP de cada una de las hojas.

Segundo ciclo. Las semillas fueron puestas en charola para su germinación el 24 de Marzo 2014, a la semana se trasplantaron a 12 macetas para su crecimiento y fortalecimiento, a los 10 dds se infestaron con 20 mosquitas por planta/jaula, el 9 de Abril comienza el conteo manual de la población, se hizo respaldo en imágenes tomadas con una cámara fotográfica de 8MP de cada una de las hojas de cada fecha muestreada. Los datos climáticos se registraron cada 15 minutos el

experimento, se guardaron en un datalogger con precisión 98.05 ± 0.13 , el cálculo del promedio de temperatura, humedad relativa y radiación solar se hizo con los máximos y mínimos diarios. El ciclo se desarrolló del 9 de Abril al 26 de Junio de 2014 con 14 fechas muestreadas. Las plantas se regaron todos los días con gotero de 4 L/H dos veces al día.

Tercer ciclo. Se germinaron las plantas en charola el 11 de Agosto 2014, para el 25 de agosto se trasplantaron en maceta y permanecieron así hasta el 29 de agosto, fecha en la que ya estaban infestadas las primeras 2 o 3 hojas de cada planta con 20 mosquitas blancas por jaula. En este ciclo se llevó a cabo sólo en las primeras 3 hojas de cada una de las plantas, el resto de las hojas se cortaron, así mismo, se midieron las 3 hojas de cada una de las jaulas por fecha muestreada, la medición de área foliar se hizo con el medidor de área foliar marca Licor. Los datos climáticos se tomaron con datalogger cada 15 minutos para las tres variables: temperatura, humedad relativa y radiación solar. El cálculo de los grados de desarrollo se explica en el Anexo 6.5.

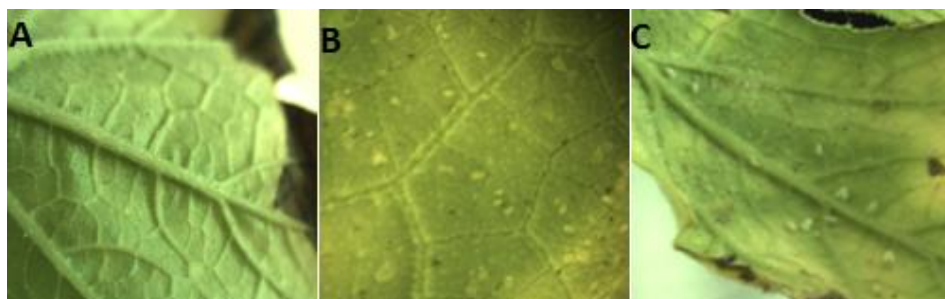


Figura 3.8 Estadíos de mosquita blanca: A. Huevecillos maduros, B. Ninfas, C. Adultos después de eclosión.

3.9 Diseño de los modelos matemáticos

3.9.1 Modelo preliminar (caja negra)

Se planteó la ecuación general basada en los promedios de temperatura (°C), humedad relativa (%) y radiación solar (watts/m²) en función del tiempo (días). La calibración del modelo se hizo con Regresión no lineal múltiple, el paso a paso de este método puede ser consultado en libros de Algebra Lineal y resuelto con el software MATLAB 8.2 (MathWorks, 2014). Este modelo tiene tres ecuaciones, una para el estadio de huevecillo, otro para ninfa y adulto. Para encontrar las relaciones entre las variables obtenidas, se ajusta la curva entre los puntos de los datos.

Las ecuaciones están dadas por:

$$Y_H = f(d, t, h, r, t^2, h^2) \quad (11)$$

$$Y_N = f(d, t, h, r, t^2, h^2, r^2) \quad (12)$$

$$Y_A = f(d, t, h, r, t^2, h^2) \quad (13)$$

Dónde:

d: tiempo (día)

t: temperatura (°C)

h: humedad relativa (%)

r: radiación solar (watts/m²)

Y_H: datos reales de huevecillos (unidades)

Y_N: datos reales de ninfas (unidades)

Y_A: datos reales de adultos (unidades)

Cuando el 90% de los individuos de un estadio pasan al siguiente es cuando empieza el siguiente estadio.

3.9.2 Modelo de caja blanca

A partir de la ecuación (10) se establece el modelo de caja blanca. Para este modelo se midieron las variables de número de huevecillos, ninfas y adultos en dos hojas por jaula cada tercer día; temperatura (°C), humedad relativa (%) y radiación solar (watts/m²) cada 15 minutos diario. Y el área del dosel de las dos hojas muestreadas cada tercer día. La ecuación general del modelo de caja blanca basada en la función logística mostrada en la ecuación (14):

$$r(t, a, b) = \frac{aP_0}{bP_0 + (a - bP_0)e^{-a(gdd(t))}} \quad (14)$$

Donde se tiene:

r(t): densidad de población (individuo/cm²)

t: tiempo (días)

a: parámetro a

b: parámetro b

P₀: Densidad de población inicial en el tiempo t₀ (unidad/cm²)

gdd(t): grados de desarrollo en el tiempo (°C)

A la ecuación (14) se agregó un tercer coeficiente y la diferencia de la humedad relativa (%), resultando las ecuaciones para cada estadio:

$$H(t) = r(t, a_H, b_H) + c_H(dhr)^2 \quad (15)$$

$$N(t) = r(t, a_N, b_N) + c_N(dhr)^2 \quad (16)$$

$$A(t) = r(t, a_A, b_A) + c_A e^{-dhr} \quad (17)$$

Dónde:

c: parámetro c

dhr: diferencia de la humedad relativa máxima y mínima diaria (%)

Se hizo la calibración para encontrar los óptimos globales de los coeficientes de las ecuaciones (15), (16) y (17) con Algoritmos Genéticos (Coello-Coello, 2007), dentro de este paradigma se usó la representación real (porque los coeficientes a, b y c son reales), se usó la función de minimización de los errores, mutación no uniforme, cruce en un punto x (intersección de a y b), selección por torneo, para las restricciones se usaron los límites simples mediante el mecanismo de codificación, como se muestra en el cuadro

Tabla 3.4 Coeficientes de los parámetros para cada estadio calculados por algoritmos genéticos.

Estadio/ Coeficiente	H	N	A
a	0.04839	0.065747	0.002936
b	0.004533	0.005737	0.000571
c	-0.000222	-0.000047	0.11406

3.10 Indicadores estadísticos

El coeficiente de correlación se calcula para analizar los resultados obtenidos entre las variables observadas y estimadas, mediante las fórmulas (18) – (22) son usadas para medir el grado de dispersión entre las variables (% ESP), mientras que la varianza relativa promedio y el coeficiente de eficiencia proveen un índice relativo del comportamiento del modelo (Guzmán-Cruz, et al., 2010).

$$S_{obs} = \sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2 \quad (18)$$

$$S = \sum_{i=1}^n (x_i - y_i)^2 \quad (19)$$

Coeficiente de eficiencia:

$$E = \frac{S_{obs} - S}{S_{obs}} \quad (20)$$

Varianza relativa promedio:

$$VRP = \frac{S}{S_{obs}} \quad (21)$$

Error estándar porcentual de la predicción:

$$\% ESP = \frac{100}{\bar{x}} \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (x_i - y_i)^2}{n}} \quad (22)$$

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Modelo de caja negra.

Los valores que se ingresan al modelo son la media diaria, la variable de temperatura media durante el ciclo fue de $18.15 \pm 6.2^\circ\text{C}$, para la humedad relativa de $27.04 \pm 12.37\%$ y la radiación solar $386.67 \pm 104.60 \text{ watts/m}^2$. La temperatura incrementó a 08:00 horas, las temperaturas máximas se presentaron entre las 15:00 y 16:00 horas, la humedad relativa tocó el punto más alto a las 8:00 horas, mientras que el punto más bajo se registró a las 16:00 horas; se tuvieron 11 horas de luz efectiva en el día; a las 13:00 horas se tenía el punto más alto de radiación solar. La temperatura osciló entre los 24.4 y 12°C , la humedad relativa tuvo un rango de 39.4 y 14.7% , y la radiación solar osciló entre 491.3 y 282.1 watts/m^2 (figura 4.1).

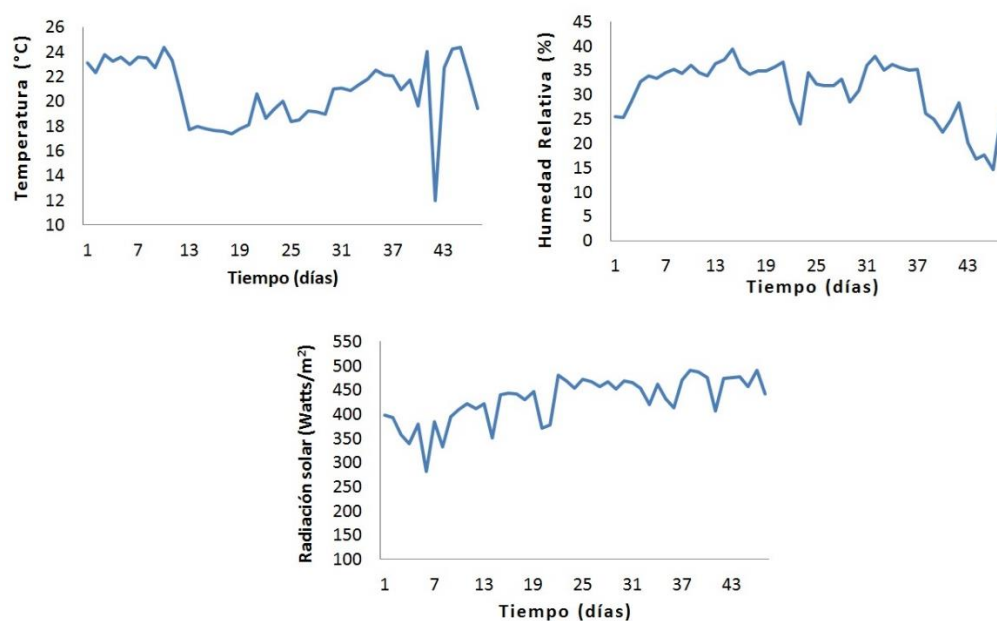


Figura 4.1 Comportamiento del clima de Febrero - Abril 2014.

Los huevecillos conforme maduran pasan de color transparente al negro, al cambiar al primer instar vuelven a ser de color blanco y se mueven uno o dos centímetros alrededor del huevecillo cerca de la nervadura de la hoja (Cabello, et

al., 1996; Vejar-Cota, et al., 2009; Estay, 2007). Se observó que la mayor cantidad de huevecillos estuvo en el medio de las hojas, pero las pupas y ninfas III se destacaban en la segunda mitad de las hojas, este dato coincide con lo reportado por (Xu, *et al.*, 2013). La eclosión fue más rápida en los extremos y en las inmediaciones de las nervaduras, seguida de la lámina de las hojas. En los últimos quince días las calabazas se sometieron a estrés hídrico para acelerar la eclosión de los adultos, trayendo consigo aborto de flores y finalmente de frutos. Las pupas se agrupan en la parte más baja de la hoja. Los adultos recién emergidos suelen permanecer al lado de la pupa larva con dos alas pegadas a la parte posterior del cuerpo. Sin embargo, Estay (2007) indica que los estadios de este insecto se distribuyen a diferentes alturas de la planta, los huevos y las hembras recién emergidas se ubican en el ápice, en las primeras hojas totalmente expandidas; las ninfas en el estrato medio de la planta en el envés de la hoja; las pupas –estadio en el que se alimenta la mosquita blanca-, en las hojas más viejas o basales.

Se observó que el empleo de las jaulas sin distancia entre ellas redujo la temperatura del aire y de la hoja, mantuvo la humedad relativa alta lo que ocasionó la proliferación de hongo en las hojas, llegando a destruir hojas enteras a 17 días de empezado el ciclo. Contrariamente con lo que señala Erhioui *et al.* quienes indican que el empleo de las pantallas aumenta la temperatura de las hojas, y reduce la temperatura del aire y la humedad. La mosquita blanca se adaptó fácilmente a la calabaza que pertenece a la familia de las cucurbitáceas, debido a las bajas temperaturas que se presentaron tuvo un ciclo de 49 días. Los resultados obtenidos de temperatura y tiempo de desarrollo fueron similares con lo que obtuvieron otros autores, por ejemplo, el tiempo de desarrollo de 56 días fue a 17°C con 60% de humedad relativa y el umbral térmico más bajo se estimó en 10.2°C. (Bonato *et al.* 2007). Mientras que Bi *et al.* (2002) indican que el rango de temperaturas óptimas oscila entre 15 y 25°C, cabe señalar que el clima promedio de esta zona semiárida es de 21°C por lo que este insecto se desarrolla muy bien a altas temperaturas. Muñiz y Nombela (2001) reportaron 49 días a 17°C con una humedad relativa entre 68 y 75% para pimiento (*Capsicum annum*).

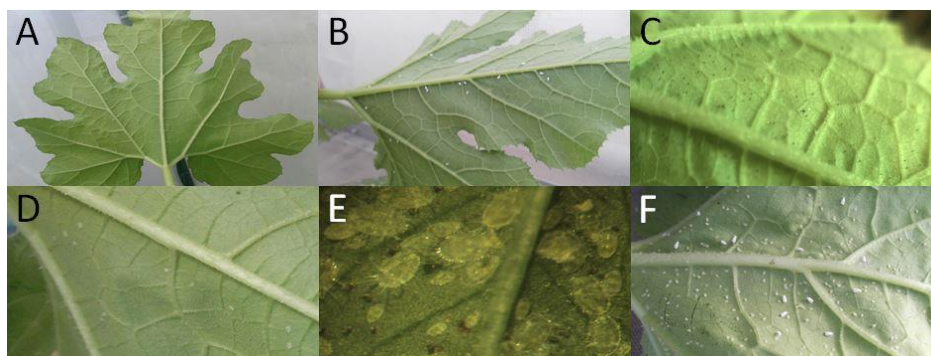


Figura 4.2 Etapas de crianza de la mosquita blanca en hojas de calabaza: A) hoja sana, B) hoja recién infectada, C) huevecillos, D) ninfas, E) pupas y F) eclosión de adultos.

En la figura 4.2 se muestra el desarrollo biológico de la mosquita blanca a través de este ciclo. Como dato fuera del rango citado por muchos autores Nuñez (1995) indica que en algodón con 70% de humedad relativa y 30°C el ciclo duró 48 días en completarse. Demichelis *et al.* (2005) con *Euphorbia characias* el ciclo duró 48.1 días a 19°C completando el ciclo con 382 individuos y un rango de grados de desarrollo de 398 – 553.4 °D. En el cuadro 4.1 se muestran los grados de desarrollo obtenidos en este ciclo y los publicados por Estay (2007) a 19.4°C promedio en 33.2 días y menciona que a 24.26°C el desarrollo en días es de 26.4.

Tabla 4.1 Grados de desarrollo calculados y grados día presentados por Estay (2007).

Fase fenológica	Días	GDD	(Estay, 2007)
Huevecillo	20	63.00	154
Ninfa 1	20	63.00	229
Ninfa 2	22	69.85	286
Ninfa 3	34	122.07	357
Pupa	41	153.47	436
Adulto	47	182.80	516

El modelo agroclimático incorpora humedad relativa y radiación solar como condiciones abióticas adicionales a la temperatura, los modelos citados en la introducción se basan sólo en temperatura; por lo cual el modelo agroclimático es idóneo al predecir el comportamiento de la mosquita blanca.

En las figuras 4.3 y 4.4 observamos el comportamiento de la fluctuación de los huevecillos, el modelo se ajusta muy bien a los datos observados.

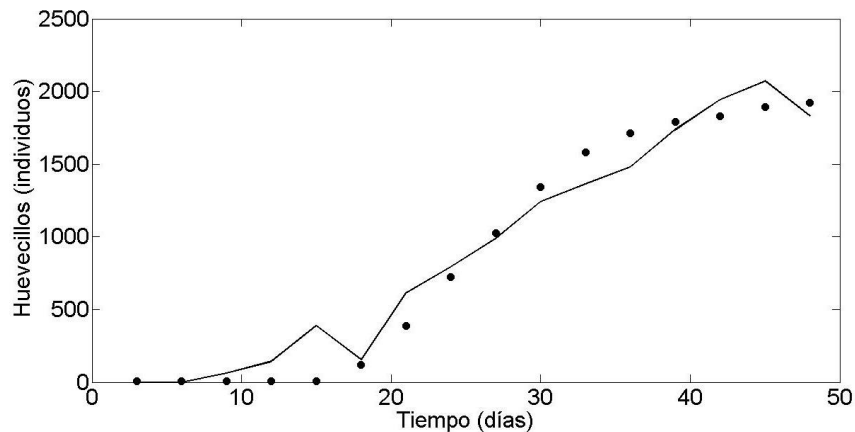


Figura 4.3 Estimación y medición de huevecillos en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.

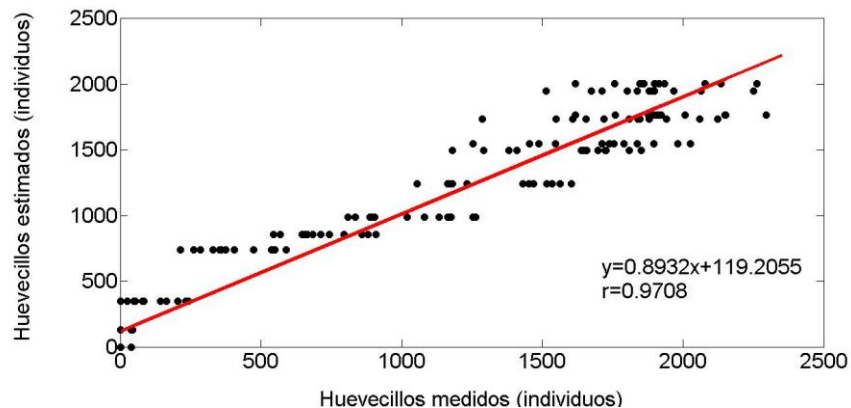


Figura 4.4 Dispersión de huevecillos estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

Los altas temperaturas sobre la supervivencia, la reproducción y la tasa de eclosión de la mosquita blanca es afectada cuando se expone a 41°C o más; las hembras son más tolerantes a altas temperaturas (>39°C) que los machos y su desarrollo se detiene a 8°C (Muñiz & Nombela, 2001). En este ciclo se tuvieron altas temperaturas dentro del invernadero llegando a los 40°C, pero en el exterior la máxima registrada en el promedio diario fue de 24.4°C, lo pudo ocasionar que algunos individuos perecieran y el tiempo de desarrollo se alargará, como se muestra en las figuras 4.5 y 4.6 de las ninfas que después del 20vo día aún se tuvieron en la misma planta huevecillos y ninfas I y II.

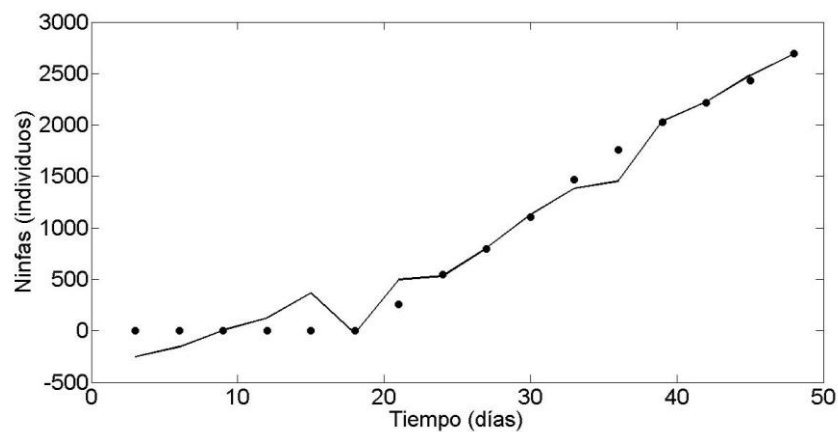


Figura 4.5 Estimación y medición de ninfas en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.

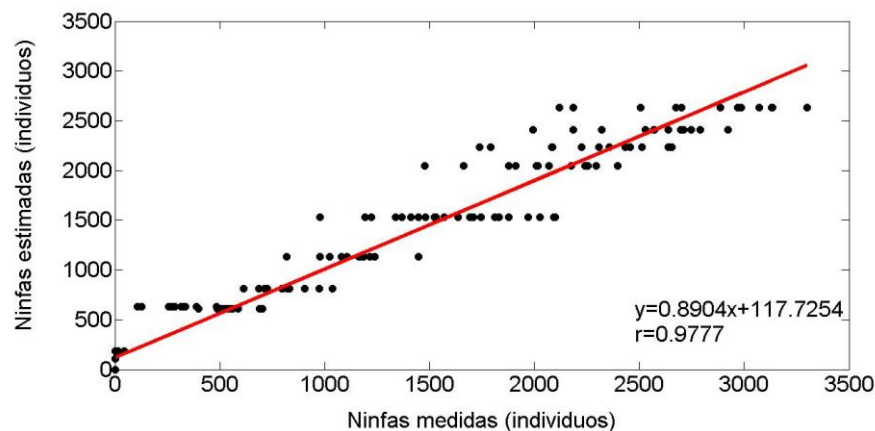


Figura 4.6 Dispersión de ninfas estimadas y medidas. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

Se observó que la radiación solar y la temperatura son directamente proporcionales a lo largo del ciclo, pero la humedad relativa se presentó inversamente proporcional a estas dos últimas variables, en literatura se hace referencia a humedades relativas mayores al 60% como Bonato *et al.*(2006), Omondi *et al.* (2005), Belloti (2006), Mansaray y Sundufu (2009), Khan *et al.* (2011). La eclosión de los nuevos adultos se observa después del día 40, y se tuvo un pico a los 18 días por contaminación en el invernadero debido a fuerzas externas, como se observa en la figura 4.7.

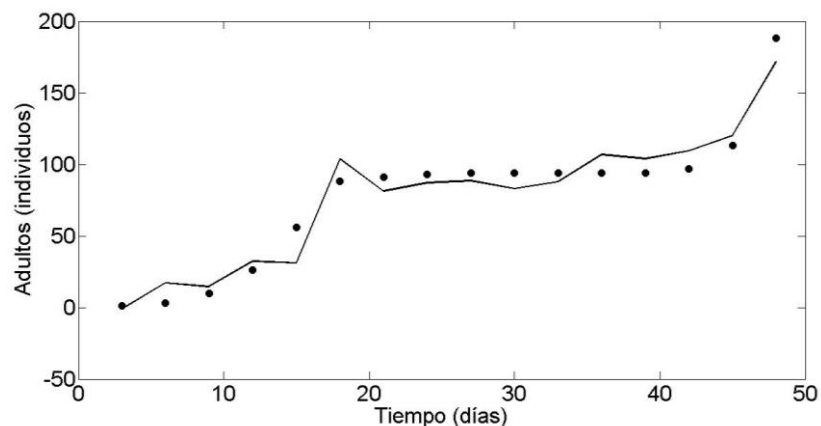


Figura 4.7 Estimación y medición de adultos en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.

En cuanto a la dispersión de los datos medidos de los adultos, en los últimos días muestreados hay un incremento de la eclosión desproporcionada con los días anteriores, ya que en 3 días hay un 500% más de mosquitas contra los 6 días muestreados previos, entre 20 y 30%, como se muestra en la figura 4.8.

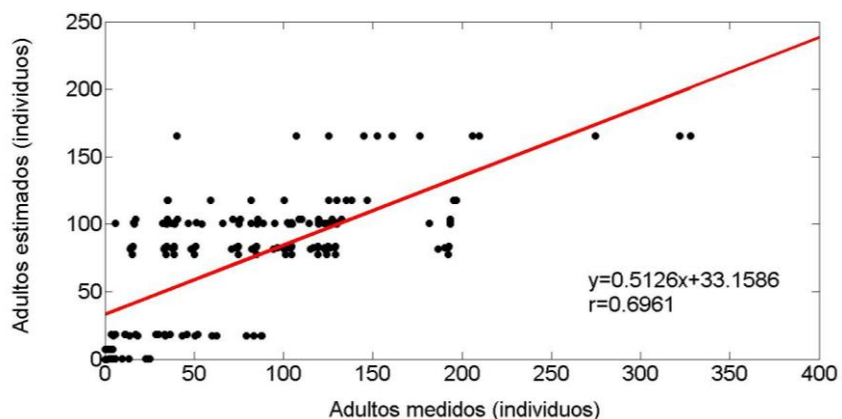


Figura 4.8 Dispersión de adultos estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

Tabla 4.2 Indicadores estadísticos para el modelo de caja negra.

Indicadores	Huevecillo	Ninfa	Adulto
R	0.9708	0.9777	0.6961
E	0.9605	0.9791	0.9370
% ESP	17.4196	14.6632	15.1536
VRP	0.0395	0.0209	0.0630

4.1.1 Validación del modelo de caja negra.

Se usaron los datos del segundo ciclo para validar las ecuaciones del modelo de caja negra, en las figuras 4.9 y 4.10 se muestran las estimaciones para el estadio huevecillos. El modelo sólo contempla las variables climáticas de entrada, y predice el número de huevecillos, ninfas y adultos.

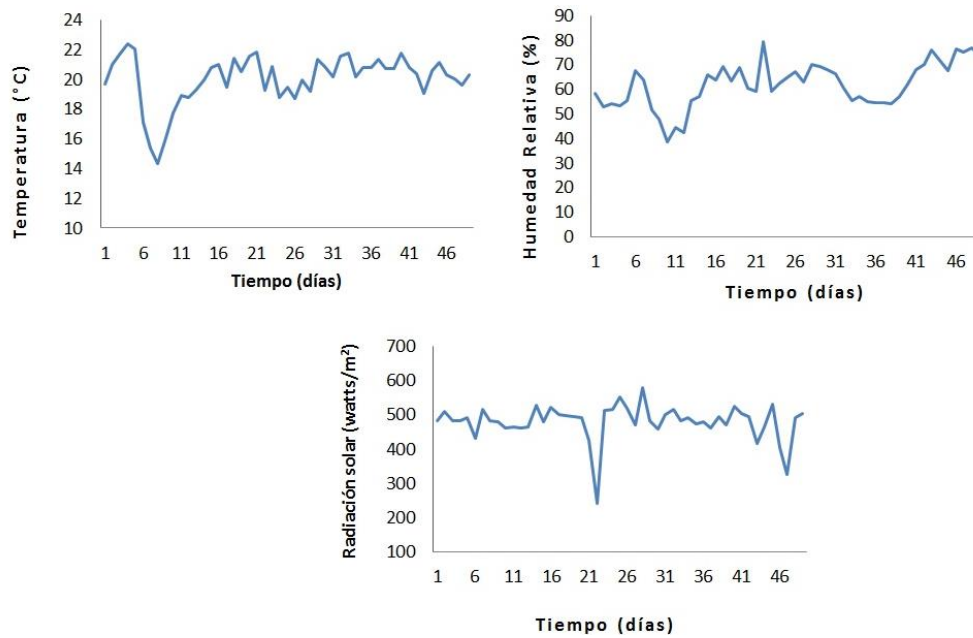


Figura 4.9 Comportamiento del clima de Mayo - Junio 2014.

El clima en este ciclo oscilo entre los 14 y 22°C, temperaturas similares a las mostradas en el primer ciclo de experimentación, en los primeros diez días se tuvieron las máximas y mínimas de esta variable, a partir del día dieciséis la temperatura tuvo un comportamiento estable entre los 18 y 22°C. La humedad relativa estuvo en un rango entre 40 y 80%, los picos más bajos se observan en los días del 9 al 14, comportamiento muy por arriba del primer ciclo biológico. En el caso de la radicación solar, este ciclo presentó mayor cantidad de luz que el anterior llegando hasta 580 watts/m² en el día 29 y una mínima de 241 watts/m² el día 22; como se observa en la figura 4.9. En cuanto a la acumulación de grados de desarrollo, se necesitó más tiempo y acumulación de calor para que los insectos llegaran a su fase final de desarrollo (246°D).

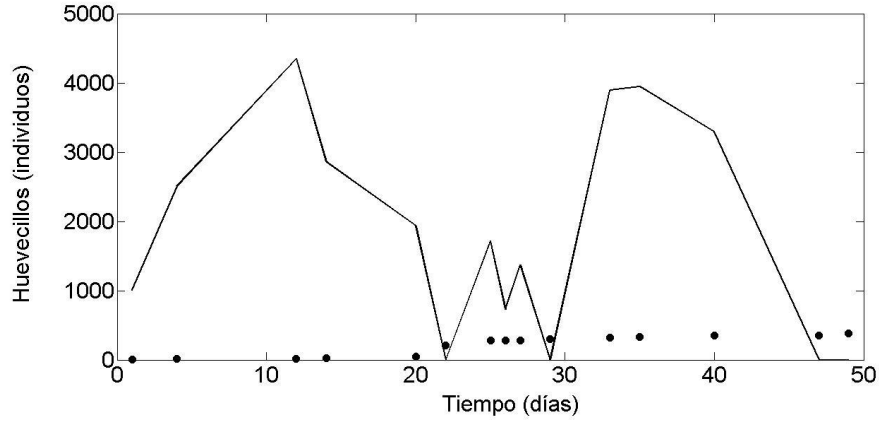


Figura 4.9 Estimación y medición de huevecillos en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.

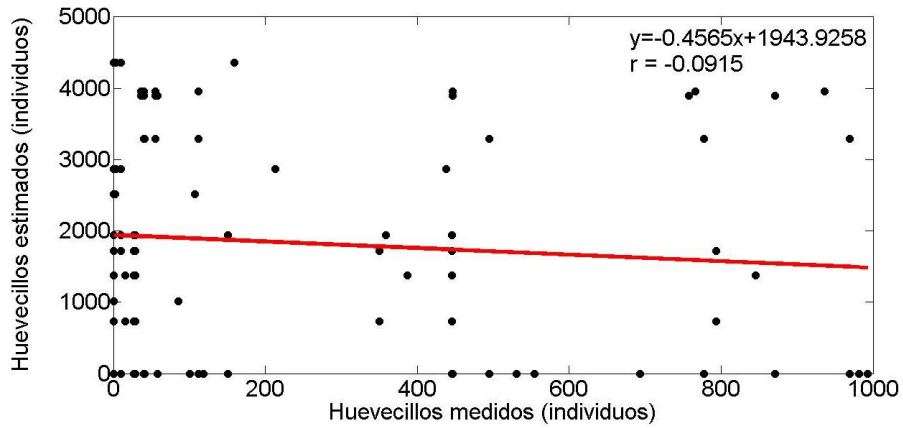


Figura 4.10 Dispersión de huevecillos estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

Al hacer la validación del modelo de caja negra para el estadio de ninfas, observamos en las figuras 4.11 y 4.12 que los datos no son válidos para el modelo; ya que el coeficiente de correlación es negativo por lo que el modelo no se ajustó a este grupo de datos. El ajuste para el estadio de adultos de este modelo fue inexacto, como se aprecia en las figuras.4.13 y 4.14.

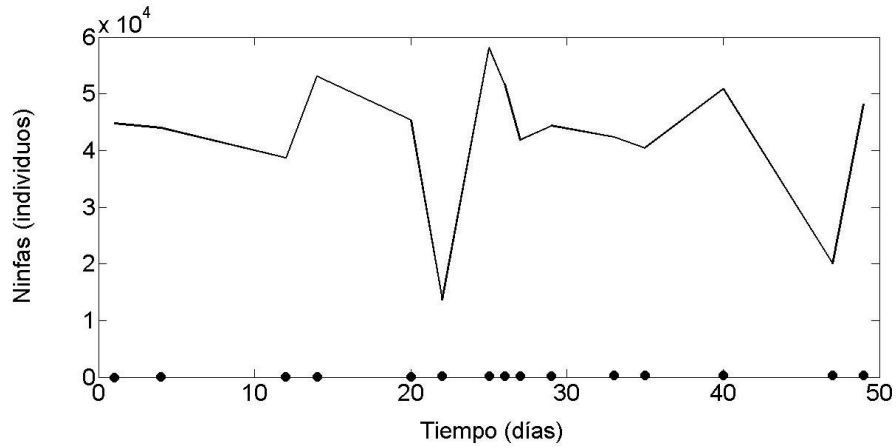


Figura 4.11 Estimación y medición de ninfas en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.

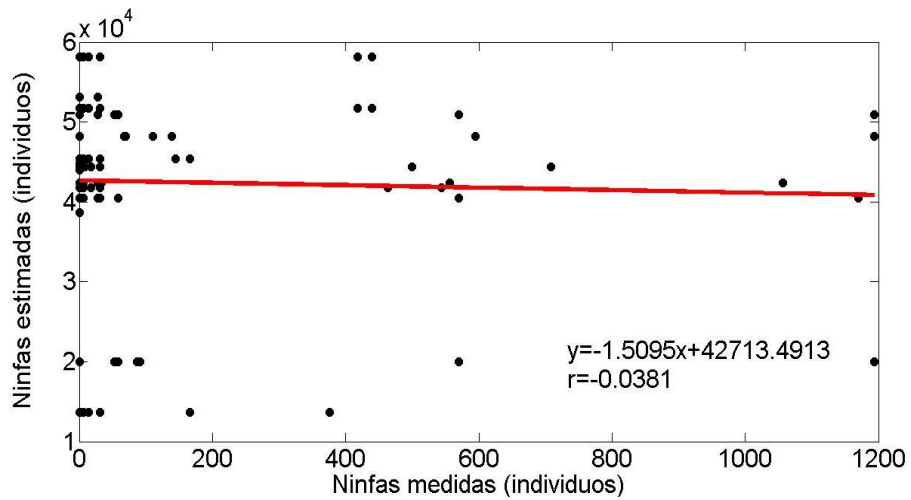


Figura 4.12 Dispersión de ninfas estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

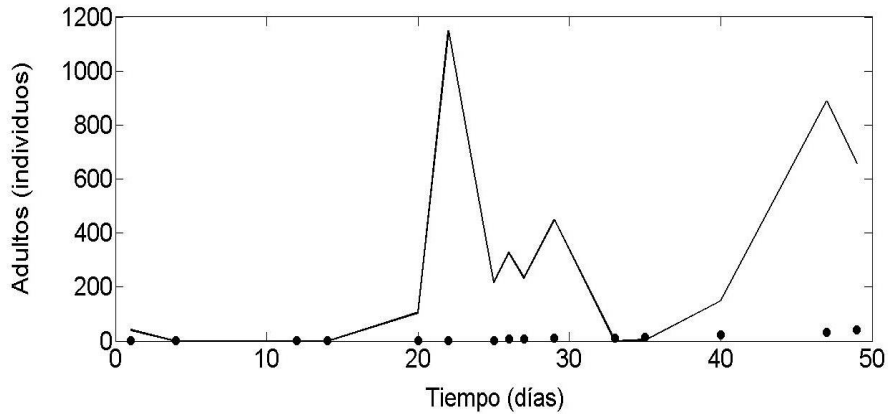


Figura 4.13 Estimación y medición de adultos en el tiempo. Los círculos denotan el número de individuos medidos y la línea continua denota la estimación de los individuos.

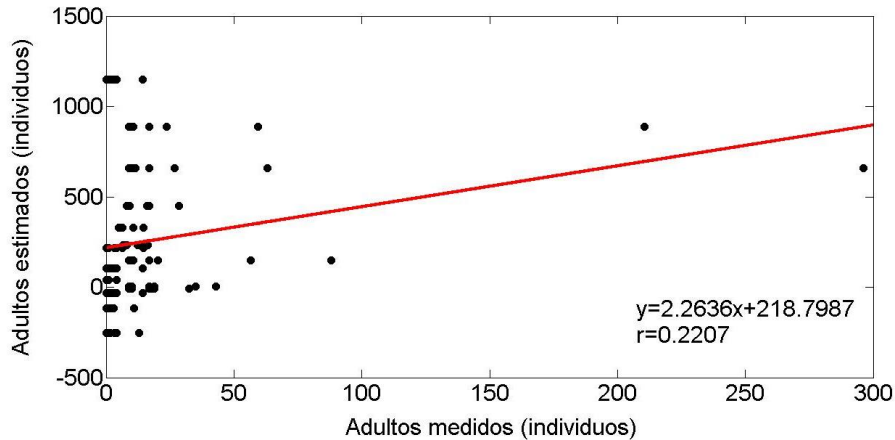


Figura 4.14 Dispersión de adultos estimados y medidos. Los círculos denotan el número de individuos medidos de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

Como se aprecia en el cuadro 4.3, el modelo de caja negra sólo es válido para el conjunto de datos con el que fue calculado, si se quisiera tener un modelo con otros datos se tendría que calibrar nuevamente el modelo con ese conjunto de datos para tener los coeficientes que le corresponden a ese nuevo modelo, lo que resultaría en nuevas ecuaciones para calcular cada uno de los estadios. Por estas razones se decidió hacer el planteamiento del modelo de caja blanca, buscando que se ajuste a cualquier grupo de datos ingresados basado en el modelo de predicción logístico e incorporando nuevas variables comúnmente usadas en el desarrollo de poblaciones de insectos-plaga.

Tabla 4.3 Indicadores estadísticos para la validación del modelo de caja negra.

Indicadores	Huevecillo	Ninfa	Adulto
R	-0.0915	-0.0381	0.2207
E	-217.6507	-107069.7363	-1195.9594
% ESP	1057.1888	25634.9182	4181.2051
VRP	218.6507	107070.7363	1196.9594

4.2 Modelo de caja blanca

Para el planteamiento de este modelo se ingresaron las variables de grados de desarrollo en °C, humedad relativa en %, densidad de población inicial basada en individuo/cm², se usó el mismo grupo de datos para la calibración del modelo previo, siendo las condiciones climáticas las mismas; así como, las características biológicas del comportamiento de los insectos antes descritas. Se observó que la humedad relativa se mantuvo por arriba del 60%, mientras que el grupo de datos para la calibración del modelo estuvo debajo del 40% a lo largo del ciclo; por esta razón se incluyó la tercer variable de la ecuación logística con el parámetro c, la cual a su vez varío en función del estadio de la mosquita blanca (figura 4.15).

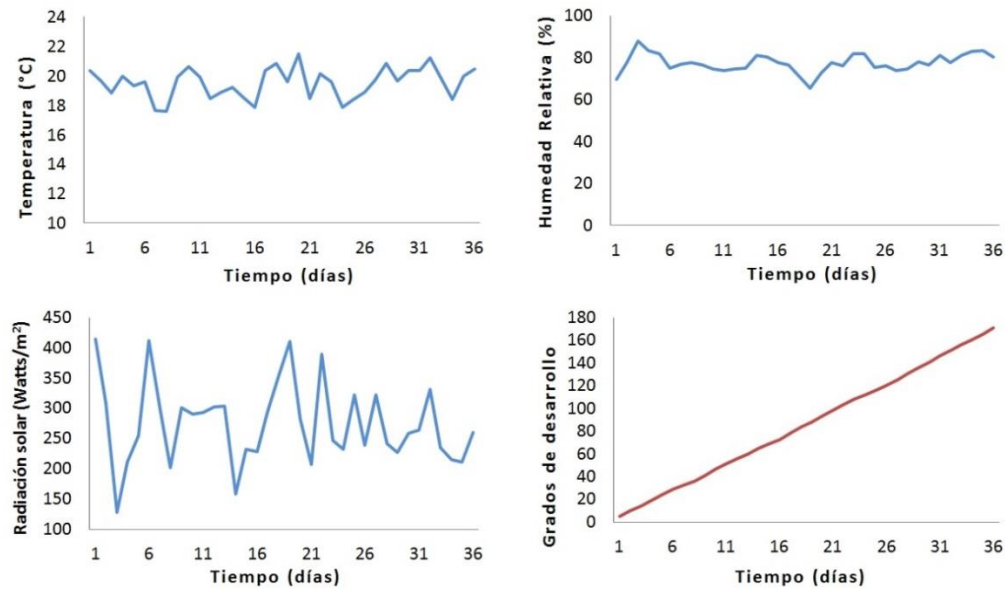


Figura 4.15 Comportamiento del clima de Septiembre - Octubre 2014.

La calibración del modelo arrojó las figuras 4.16, 4.18 y 4.20, donde se comparan los datos medidos y estimados a través de la duración en días del ciclo; en estas mismas figuras observamos que el ajuste del modelo a los datos medidos es acertada. Según Zalom *et al.* (1985) el umbral mínimo calculado es de 10°C y el umbral máximo fue estimado en 32.2°C en el cual no se observó desarrollo. Medina (1996) el ciclo de vida de esta especie desde huevecillo a adulto es de 65.1 días a una temperatura de 14.9°C y de 16.6 días a 30°C, existiendo variaciones entre las temperaturas que pueden fluctuar entre 27 y 43°C. El desarrollo del huevo se da entre los 16.7 y 32.5°C, arriba de los 36°C se detiene su proceso. Las temperaturas registradas para el crecimiento de los estadios de ninfa indica están entre los 25 y 31°C. Drost *et al.* (1998) indican que a los 36°C y por debajo de los 12°C ya no se presenta eclosión de los huevecillos en cultivos de algodón y que en jitomate el umbral máximo fue de 35°C y el mínimo fue de 8°C; para los estadios ninfales las temperaturas letales máximas y mínimas que concuerdan con las curvas de Logan fueron 36°C y 10 °C respectivamente en algodón.

Por su parte Acebedo (2004) indica que el desarrollo completo del ciclo puede durar un mes a una temperatura de 22 a 25°C, el rango de temperatura para su desarrollo está entre 16 y 34°C, las temperaturas letales se sitúan por debajo de los 9°C y por encima de los 40°C, el umbral de la temperatura para la ovoposición es de 14°C. Resultados obtenidos en el Colegio de Posgraduados en México (2007) y Ortega-Arenas (2008) indican que las poblaciones de la mosquita blanca del camote y de la hoja plateada presentaron un umbral inferior de 11.5 y 11.52° C, respectivamente, en tanto que la mosquita blanca del invernadero registró un umbral mínimo de 8.63° C. se determinó que el umbral inferior es de 10° C y el superior de 32° C (Butler, et al., 1983; Enkegaard, 1993; Wang & Tsai, 1996; Muñiz & Nombela, 2001)

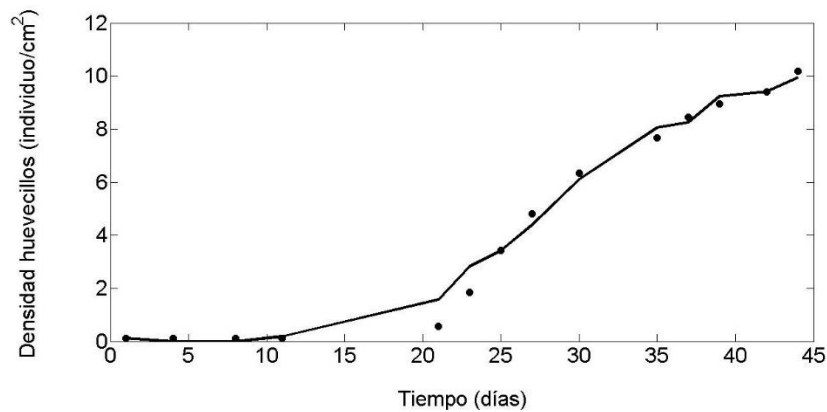


Figura 4.16 Estimación y medición de huevecillos en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.

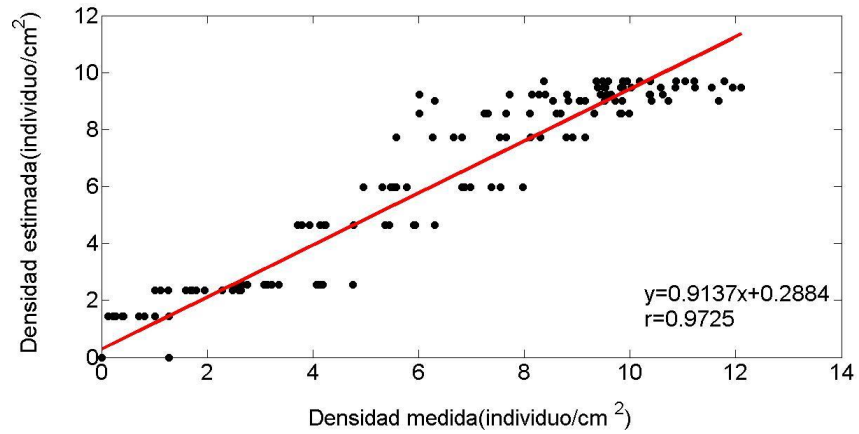


Figura 4.17 Dispersión de huevecillos estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

Para las figuras 4.17, 4.19 y 4.21 de dispersión se usaron los datos de todas las jaulas en los días muestreados para la densidad de población medida contra la densidad de población estimada. En las mismas se muestra el análisis de los datos calculando el coeficiente de correlación de 0.9725 para el estadio de huevecillos, de 0.9275 para el estadio de ninfas y de 0.9275 para el estadio de adultos.

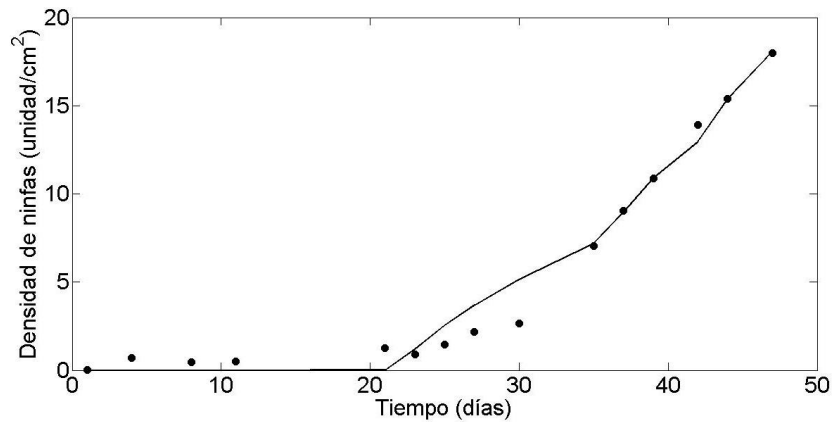


Figura 4.18 Estimación y medición de ninfas en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.

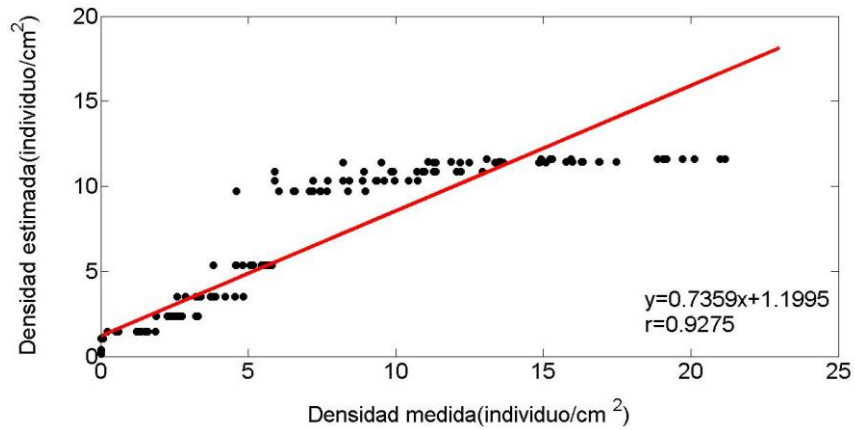


Figura 4.19 Dispersión de ninfas estimadas y medidas. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

La calibración del modelo es eficiente para el grupo de datos con el que fue planteado para todos los estadíos, El estadio con mayor efectividad fue el de huevecillos, seguido del de ninfas y finalmente de adultos. Aunque el mayor error se ve en el estadio ninfal, de referencia tenemos las gráficas 4.17, 4.19 y 4.21.

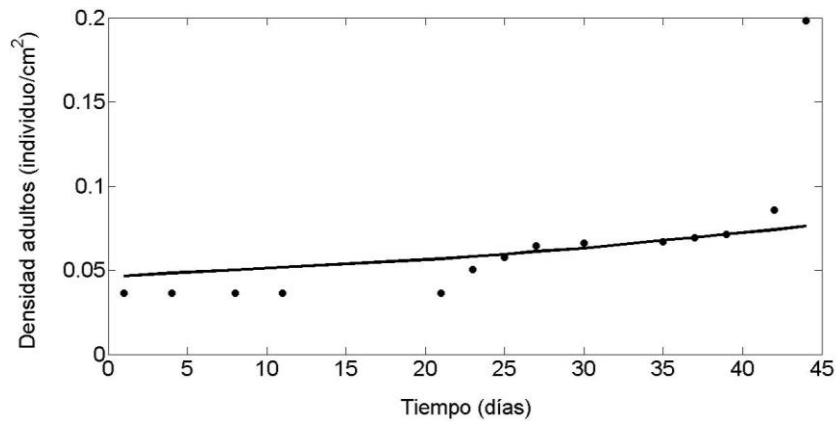


Figura 4.20 Estimación y medición de adultos en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.

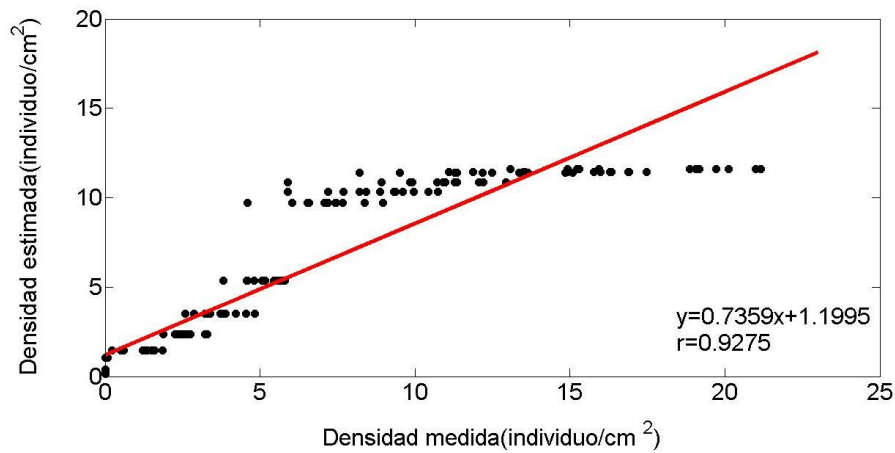


Figura 4.21 Dispersión de adultos estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

Tabla 4.4 Indicadores estadísticos del modelo de caja blanca.

Indicador	Huevecillo	Ninfa	Adulto
R	0.9725	0.9275	0.9275
E	0.9880	0.9322	0.9108
% ESP	9.8472	28.5603	25.8352
VRP	0.0120	0.0678	0.0756

4.2.1 Validación del modelo de caja blanca.

Para el grupo de datos de validación del modelo de caja blanca se usaron entradas de grados de desarrollo en °D, diferencia de humedad relativa en % y población inicial en individuo/cm².

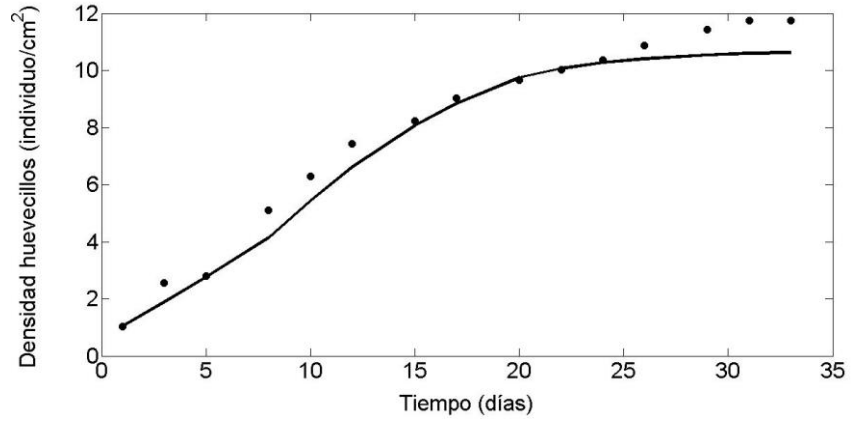


Figura 4.22 Estimación y medición de huevecillos en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.

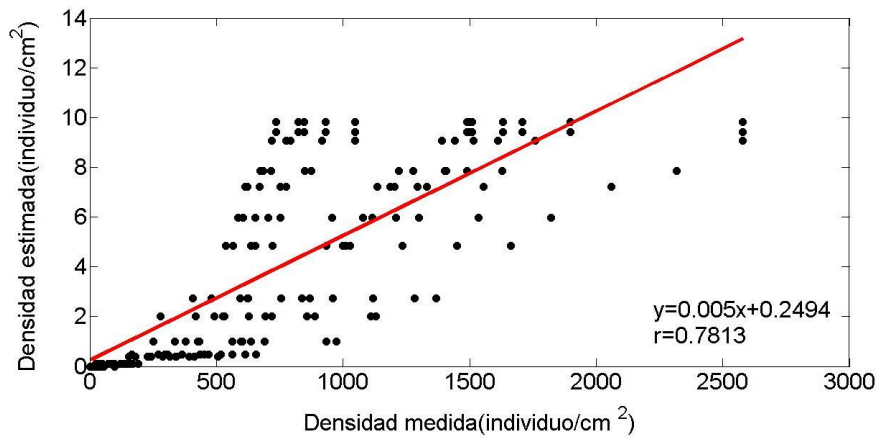


Figura 4.23 Dispersión de huevecillos estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

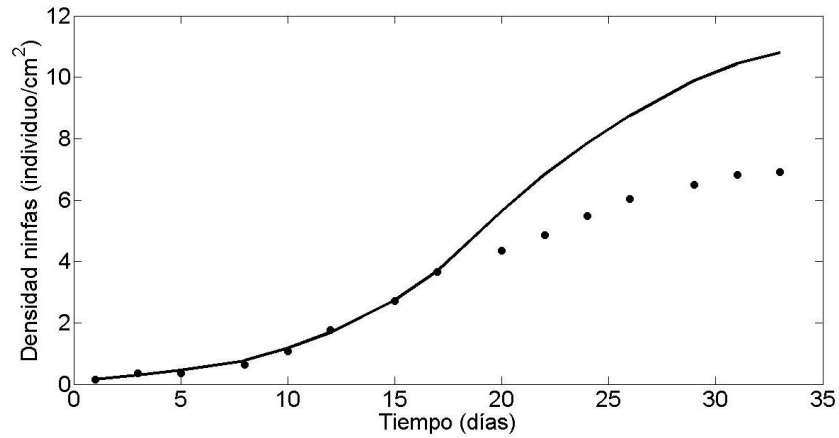


Figura 4.24 Estimación y medición de ninfas en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.

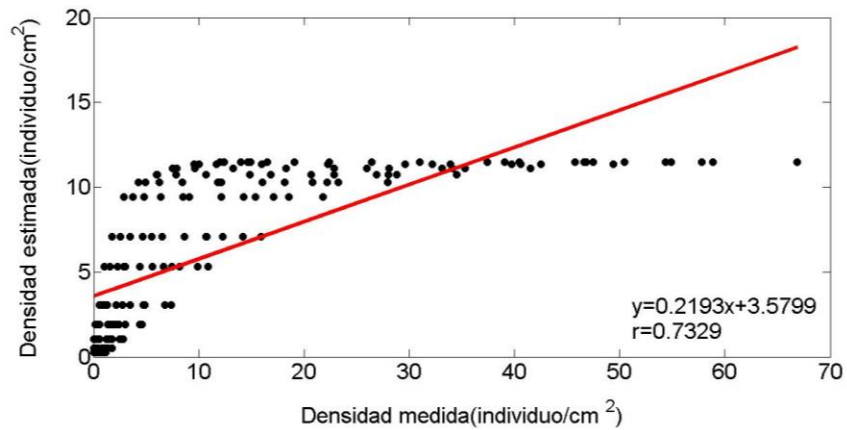


Figura 4.25 Dispersión de ninfas estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

El modelo de caja blanca predice eficientemente el estadio de huevecillo sobre el de ninfas y adultos, como se muestra en las figuras 4.22, 4.24, 4.26; sin embargo, el mejor estadio para el monitoreo de las plagas recomendado por literatura es el estadio de ninfas, este modelo predice en un 76% de efectividad el estadio ninfal.

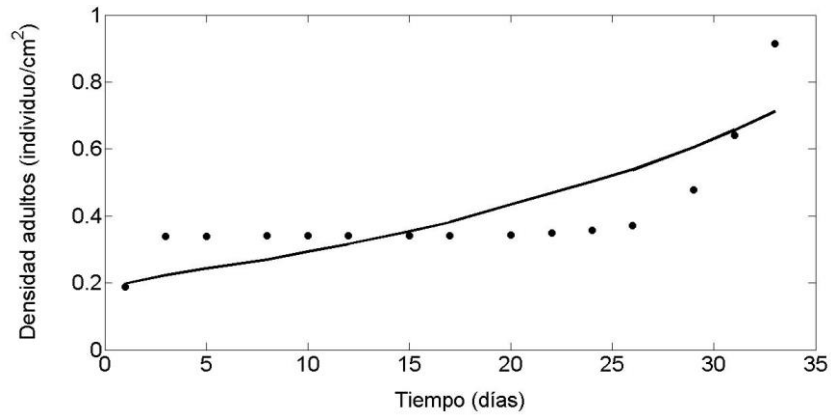


Figura 4.26 Estimación y medición de adultos en el tiempo. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población.

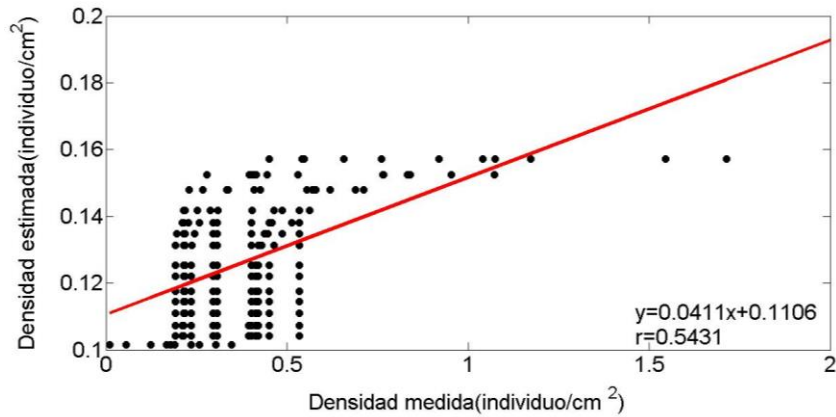


Figura 4.27 Dispersión de ninfas estimados y medidos. Los círculos denotan la densidad de población medida de las 12 jaulas, la línea roja es la línea de tendencia de los datos.

Tabla 4.5 Indicadores estadísticos de validación del modelo de caja blanca.

Indicador	Huevecillo	Ninfa	Adulto
R	0.8605	0.7329	0.5431
E	0.9732	0.4462	0.7162
% ESP	8.3067	57.1504	25.8445
VRP	0.0268	0.5538	0.2838

El número promedio de huevecillos, ninfas y adultos fueron significativamente diferentes entre las hojas de calabaza, debido a la variación en el tiempo de vida de cada hoja. El pronóstico con mayor error fue adultos con los datos medidos, mientras que la predicción más exacta era para las ninfas con 29,5909% de la ESP y 0,1355 de VRP. Como observamos en las gráficas 4.23, 4.25 y 4.27 la dispersión es mayor en los adultos, y los datos se ajustan mejor en el estadio ninfal.

La gráfica 4.28 muestra el comparativo de grados de desarrollo acumulados en los tres ciclos experimentales contra los grados de desarrollo publicados en literatura por estadio, los ciclos experimentales fueron homogéneos entre sí; sin embargo, el ciclo reportado fue mayor para completar el ciclo a 19°C.

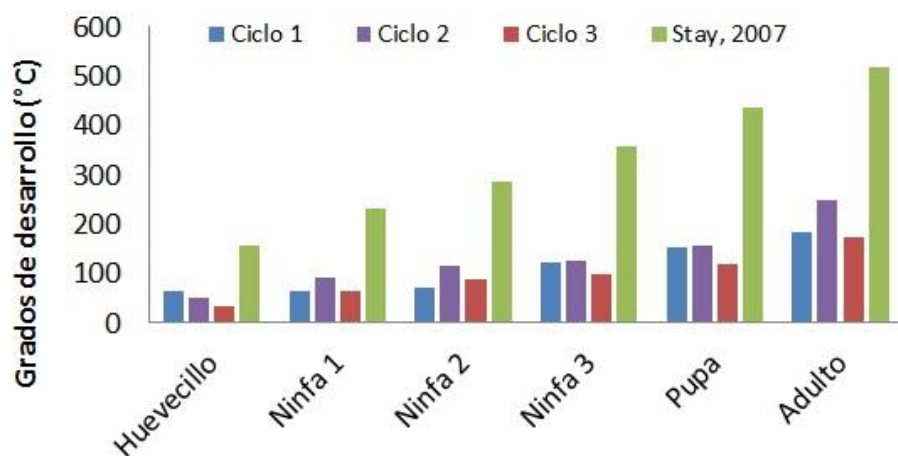


Figura 4.28 Grados de desarrollo obtenidos en los ciclos experimentales y grados de desarrollo citados en literatura.

Zalom et al. (Zalom, et al., 1985) observaron que en una cámara experimental que las unidades calor acumuladas oscilan entre 219.4 a 472°D, siendo la media de 316°D durante la producción de algodón y que se desarrolló entre 15 y 21 días. Medina (1996) establece que entre 10 y 32°C se requirió la acumulación de 316°D para formar una nueva generación; con picos que variaron

de 219.4 a 472.8°D. Nava-Camberos (2001) requirieron de 250 a 315°D para completar el ciclo. Estay (2007) establece el ciclo completo a 516°D a una temperatura promedio de 19.4°C. Ortiz-Catón *et al.* (2010) citan que se requieren 275°D en algodónero en la región de La Laguna a 12°C, y 315°D a 10°C. La constante térmica es de 316 °D para que el insecto complete su ciclo de vida (Butler, et al., 1983; Enkegaard, 1993; Wang & Tsai, 1996; Muñoz & Nombela, 2001). A su vez esto varía de acuerdo al microclima que la planta es capaz de generar debajo de la hoja, las variaciones climatológicas alrededor de la planta como temperatura, humedad relativa y radiación solar, la especie en estudio, la etapa de desarrollo en la que se encuentran el insecto y la planta misma.

4.3 Aplicación del modelo matemático de caja blanca.

El modelo matemático de caja blanca puede aplicarse al pequeño productor graficando la densidad de población de los estadios ninfales y adultos; e interceptando éstas con el umbral económico de cada estadio. El umbral económico reportado en literatura para ninfas es de 1.2 a 1.6 individuos/cm² (Nava-Camberos, 1996), como se muestra en la figura 4.29. El umbral económico reportado en literatura para ninfas es de 1.2 a 1.6 individuos/cm² (Nava-Camberos, 1996; Palumbo, et al., 1994), como se muestra en la figura 4.29.

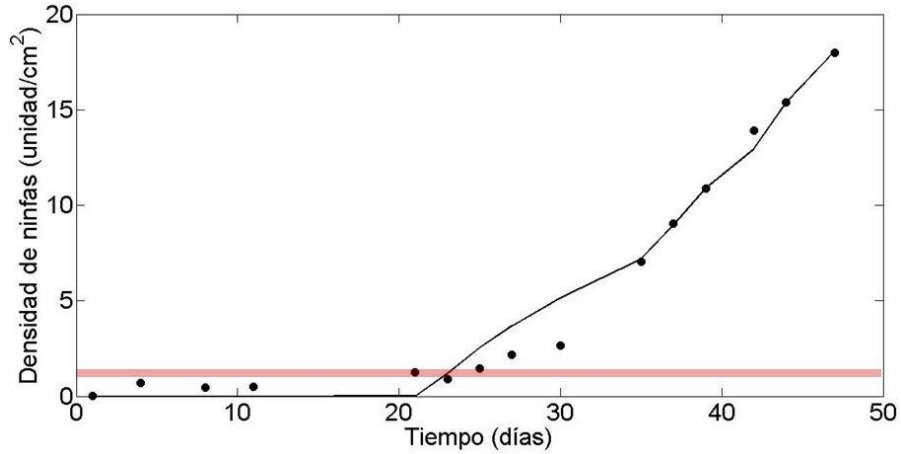


Figura 4.29 Umbral económico para estadio ninfal de la mosquita blanca. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población, y la franja roja denota el umbral económico para ninfas.

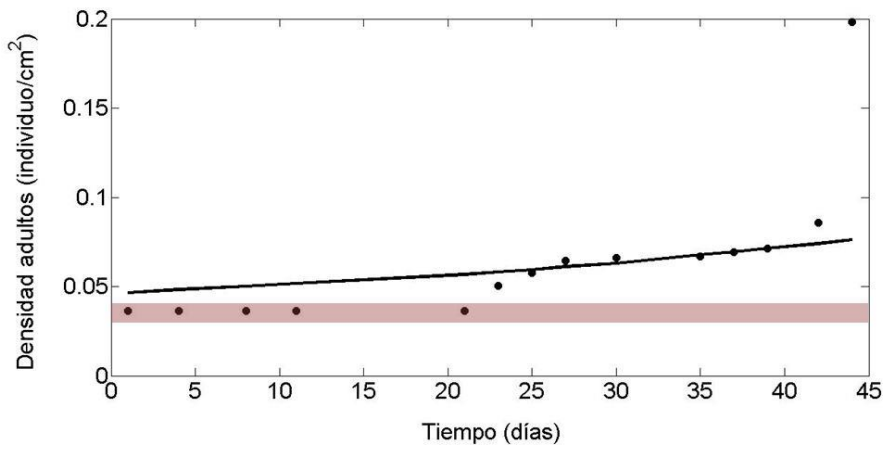


Figura 4.30 Umbral económico para estadio de adultos de la mosquita blanca. Los círculos denotan la densidad de población medida y la línea continua denota la estimación de la población, y la franja roja denota el umbral económico para adultos de mosquita blanca.

5 CONCLUSIONES

El modelo de caja negra es deficiente para otras variables que no sean las calculadas, si se quiere usar este modelo tendría que volverse a calibrar para las variables climáticas que tenga disponibles. Para los dos modelos planteados no se hizo análisis de sensibilidad debido a que el número de parámetros involucrados en el modelo es, relativamente pequeño, porque las variables propuestas son insuficientes y el modelo se altera si una de ellas no está presente.

El modelo de caja blanca se ajusta mejor en la validación para huevecillos y ninfas, es deficiente para el cálculo de adultos. Se requiere muestrear por un tiempo mayor para poder hacer una mejor caracterización del estadio de los adultos. Con todo lo anterior, la hipótesis si se cumple para los estadios de huevecillo y ninfas; sin embargo, en literatura se reporta que los estudios sobre umbrales de acción se basan en los conteos de población en este estadio, ya que para la mosquita blanca hay alta mortalidad de individuos en estadio de huevecillo, y para el estadio de adultos el umbral de acción ya no es preventivo ni correctivo.

Como recomendaciones se puede mejorar el modelo con condiciones climáticas dentro del invernadero basada en equipos robustos de temperatura, humedad relativa y radiación solar; adicional, se sugiere agregar la edad y el estado fisiológico de la planta al modelo matemático. Experimentar con ciclos que cubran los meses de Abril – Mayo, Julio – Agosto y Noviembre y Diciembre. Y para completar la aplicación de desarrollo de una interfaz que alimente al modelo matemático con los datos de individuos/cm² por estadio (puede complementarse con procesamiento de imágenes en plantas o trampas antiáfidos).

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Abramson, G., 2013. *La matemática de los sistemas biológicos*. Bariloche: Centro Atómico Bariloche, Instituto Balseiro y CONICET.

Agropecuario, I. C., 2000. *Biología y Control biológico de las moscas blancas*, Bogotá: s.n.

Allen, J. C., 1976. A modified sine wave method for calculating degree days. *Environmental Entomology*, Volumen 5, pp. 388 - 396.

Álvarez, P. A. & Abud-Antún, A. J., 1995. Reporte de República Dominicana. *CEIBA*, 1(36), pp. 39 - 47.

Álvarez, P. et al., 1992. *Las moscas blancas en la República Dominicana*. Costa Rica, Turrialba, pp. 34 - 37.

Álvarez, P. et al., 1993. Las moscas blancas en la República Dominicana.. In: *Las Moscas Blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y el Caribe*.. Turrialba: CATIE, pp. 34 - 37.

Amador, R. & Hilje, L., 1993. Efecto de coberturas vivas e inertes sobre la atracción de la mosca blanca, Bemisia tabaco (Gennadius), al tomate. *Manejo Integrado de Plagas*, Volumen 29, p. 14 – 21.

Anaya, S. & Romero, J., 1999. *Hortalizas, plagas y enfermedades*. México: Trillas.

Aragonesa, S. E., 1998. Debates entomológicos on-line : Taxonomía, Sistemática, Filogenia y Clasificaciones.. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, Issue 23, pp. 57 - 58, 63 - 67.

Arbad, A., Kontodimas, D. C. & Sahragard, A., 2006. Estimating Development of Aphis pomi (DeGeer) (Homoptera: Aphididae) Using Linear and Nonlinear Models. *Environmental Entomology*, 35(5), pp. 1208 - 1215.

Arnold, C., 1960. Maximum-minimum temperatures as a basis for computing heat units. *Proceedings of the American Society for Horticultural Science*, Volumen 76, pp. 682 - 692.

Arnold, C. Y., 1959. The determination and significance of the base temperature in a linear heat unit system. *Proceedings of the American Society for Horticultural Science*, Volumen 74, p. 430 – 445.

Arroyo, M., Primack, R. & Armesto, J., 1982. Community studies in pollination ecology in the high temperate Andes of central Chile I. Pollination mechanisms and altitudinal variation.. *American Journal of Botany*, Volumen 69, pp. 82 - 97.

Avidov, Z., 1956. *Bionomics of the tobacco whitefly Bemisia tabaci Genn. in Israel*. 7 ed. Israel: Ktavim.

Avilés, G. M. C., 1999. Situación actual de la mosquita blanca *Bemisia tabaci* Genn. En el estado de Sin.. *Memoria del segundo taller sobre control biológico de mosquita blanca.*, pp. 15 -19.

Barranco, P., Pascual, F. & Cabello, T., 1999. Modelización del desarrollo postembrionario de *Dociostaurus maroccanus* (Thunberg, 1815). *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, Volumen 25, pp. 241 - 253.

Basáñez, M.-G. & Rodríguez, D. J., 2004. Dinámica de transmisión y modelos matemáticos en enfermedades transmitidas por vectores. *Entomotropica*, Diciembre, 19(3), pp. 113-134.

Belloti, A., 2006. Manejo integrado de la mosca blanca. *Fondo de Fomento Algodonero*, p. 11.

Bernal, L. y otros, 2008. Plan de muestreo directo para *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) en cultivos comerciales de tomate. *Agronomía Colombiana*, 2(26), pp. 266 - 276.

Bi, J. L., Toscano, N. C. & Ballmer, G. R., 2002. Seasonal population dynamics of the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) on strawberries in southern California. *Journal of economic entomology*, 95(6), pp. 1179-1184.

Boissard, P., Martin, V. & Moisan, S., 2008. A cognitive vision approach to early pest detection in greenhouse crops. *Computers and Electronics in Agriculture*, 62(6), pp. 81 - 93.

Bonato, O., Lurette, A., Vidal, C. & Fargues, J., 2006. Modelling temperature-dependent bionomics of *Bemisia tabaci* (Q-biotype). *Physiological Entomology*, pp. 1 - 6.

Brière, J. F., Pracros, P., Le Roux, A. & Pierre, J. S., 1999. A novel rate model of temperature. *Environmental Entomology*, 28(1), pp. 22 - 29.

Bueno, J. M., Cardona, C. & Chacón, P., 2005. Fenología, distribución espacial y desarrollo de métodos de muestreo para *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood)

(Hemiptera: Aleyrodidae) en habichuela y frijol (*Phaseolus vulgaris* L.). *Revista Colombiana de Entomología*, 31(2), pp. 161 - 170.

Butler, G. D., Henneberry, T. J. & Clayton, T. E., 1983. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): Development, Oviposition, and Longevity in Relation to Temperature. *Annals of the Entomological Society of America*, 15 Marzo, 76(2), pp. 310 - 314.

Butler, G. D., Henneberry, T. J. & Hutchison, W. D., 1986. *Bemisia tabaci* (Hom.; Aleyrodidae) on cotton: Adults activity and cultivar oviposition preference. *Journal of Economic Entomology*, Volumen 79, p. 350 – 354.

Butler, G. D., Henneberry, T. J. & Hutchison, W. D., 1986. Biology, sampling and population dynamics of *Bemisia tabaci*. *Agricultural Zoology Reviews*, Volumen 1, p. 167 – 195.

Byrne, D. & Bellows, J. T., 1991. Whitefly biology. *Annual Review of Entomology*, pp. 431 - 457.

Cabello, T., Carricondo, I., Justicia, L. & Belda, J., 1996. Biología y control de las especies de mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Gen.) y *Bemisia tabaci* (West.) (HOM.; ALEYRODIDAE) en cultivos hortícolas en invernaderos.. *Junta de Andalucía. Informaciones técnicas 40/96.*, p. 64.

Calvo Haro, R. M., González Andújar, J. L. & Pérez Boada, S., 1994. *Manual de modelos no lineales en los ámbitos agronómico, ganadero y forestal*. Madrid: Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria y Alimentaria.

Cardona, C., Rodríguez, I., Bueno, J. & Tapia, X., 2005. Biología y manejo de mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* en habichuela y frijol.. *Boletín técnico Instituto Colombiano Agropecuario.* , p. 50.

Casini, C. & Santajuliana, M., 2014. *cosechaypostcosecha*. [En línea]
Available at:
<http://www.cosechaypostcosecha.org/data/articulos/postcosecha/ControlPlagasGranosAlmacenados.asp>
[Último acceso: 27 10 2014].

Cho, J. y otros, 2007. Automatic identification of whiteflies, aphids and thrips in greenhouse based on image analysis. *International Journal of Mathematics and Computers in Simulation*, 1(1), pp. 46 - 53.

Clark, L. R., Geier, P. W. & Morris, R. F., 1967. *The ecology of insect populations in theory and practice*. London: Methuen & Co. Ltd. London.

- Coello-Coello, C. A., 2007. *Introducción a la computación evolutiva (notas de curso)*. 8va ed. México(México): Cinvestav-IPN.
- Cortez-Mondaca, E., 2009. Manejo integrado de mosca blanca-geminivirus en tomate: Resultados de dos años de validación. En: SAGARPA, ed. *Jornada para el manejo de plagas y enfermedades de impacto en la horticultura*. Culiacán(Sinaloa): Fundación Produce, p. 71.
- Cortez-Mondaca, E., 2011. Monitoreo de mosca blanca. En: *Estrategias para un manejo Integrado de mosca blanca y geminivirus en tomate*. Culiacán, Sinaloa: Fundación Produce Sinaloa, A. C., pp. 23 - 28.
- Cosocolla, R., 1980. Incidencia de los factores climatológicos en la evolución de las plagas y enfermedades de las plantas. *Boletín de sanidad vegetal. Plagas*, Volumen 6, p. 123 – 139.
- Coudried, D. L., Prabhaker, N., Kishaba, A. N. & Meyerdirk, D. E., 1985. Variation in Developmental Rate on Different Hosts and Overwintering of the Sweetpotato Whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Environmental Entomology*, Agosto, 14(4), pp. 516 - 519.
- Cristochowitz, E. E., van der Fluint, N. & van Lenteren, J. C., 1981. Rate of development and oviposition frequency of *Trialeurodes vaporariorum*, *Encarsia Formosa* (two strains) and *E. tricolor* at low glasshouse temperatures. *Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent.*, Volumen 46, p. 477 – 485.
- Cuéllar, M. E. & Morales, F., 2006. La mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) como plaga y vectora de virus en frijol común (*Phaseolus vulgaris* L.). *Revista Colombiana de Entomología*, Junio, 32(1), pp. 1 - 9.
- Cui, X., Wan, F., Xie, M. & Liu, T., 2008. Effects of heat shock on survival and reproduction of two whitefly species, *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci* biotype B. *Journal of Insect Science*, 20 Marzo, 8(24), p. 10.
- Curry, G. L. & Feldman, R. M., 1987. *Mathematical Foundations of Population Dynamics*. Texas(Texas): Texas A&M University Press.
- Czosnek, H., Ghanim, M. & Ghanim, M., 2002. The circulative pathway of begomoviruses in the whitefly vector *Bemisia tabaci*. *Annals of Applied Biology*, Issue 140, pp. 215 - 231.
- Czosnek, H. y otros, 2001. Whiteflies: Vectors, and victims (?), of geminiviruses. *Advances in Virus Research*, Volumen 57, pp. 291 - 322.

- Davidson, J., 1942. On the speed of development of insects eggs at constant temperatures. *Australian journal of experimental biology and medical science*, Volumen 20, p. 233 – 239.
- Davidson, J., 1944. On the relationship between temperature and rate of development of insects at constant temperatures. *Journal of Animal Ecology*, Volumen 13, p. 26 – 38.
- Demichelis, S. y otros, 2005. Characterization of Biotype T of Bemisia tabaci Associated with Euphorbia characias in Sicily. *Phytoparasitica*, 33(2), pp. 196-208.
- Dennis, B., Kemp, W. P. & Beckwith, R. C., 1986. Stochastic model of insect phenology: estimation and testing. *Environmental Entomology*, Volumen 15, pp. 540 - 546.
- Duarte, H. W. & Zenner de Polonia, I., 2009. Efecto de la temperatura sobre el desarrollo de Eriopis connexa connexa (Germar) (Coleoptera: Coccinellidae). *Revista Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales. Actualidad y Divulgación Científica*, 12(2), pp. 135 - 145.
- Eichelkraut, K. & Cardona, C., 1989. Biología, cría masal y aspectos ecológicos de la mosca blanca Bemisia tabaco (Gennadius) (Hom.; Aleyrodidae), como plaga del frijol común.. *Turrialba*, p. 55 – 62.
- Elton, C. S., 1985. *The ecology of invasions by animals and plants*. London: Methuen & Co. Ltd. London.
- Enkegaard, A., 1993. The poinsettia strain of the cotton whitefly, Bemisia tabaci (Homoptera: Aleyrodidae), biological and demographic parameters on poinsettia (Euphorbia pulcherrima) in relation to temperature. *Bulletin of Entomological Research*, Diciembre, 83(4), pp. 535 - 546.
- Erazo-Parga, M. & Cárdenas-Romero, R., 2013. Aplicaciones de la ecología de poblaciones. En: *Ecología: impacto de la problemática ambiental actual sobre la salud y el ambiente*.. Bogotá: Eco Ediciones, pp. 85 - 96.
- Erhioui, B. M. y otros, 2002. Greenhouse covering materials and supplemental lighting affect growth, yield, photosynthesis, and leaf carbohydrate synthesis of tomato plants. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, Volumen 127, pp. 819-824.
- Escrivá, G., 2010. *Huerta orgánica en macetas. Una guía esencial para el cultivo de hortalizas y hierbas aromáticas en balcones, terrazas y patios*. Buenos Aires: Albatros SACI.

Estay, P., 2007. Control biológico de plagas clave del tomate. 1. Mosquita blanca de los invernaderos. *INIA Tierra adentro*, Septiembre, pp. 36 - 39.

Frank, D. L. & Liburd, O. E., 2005. Effects of Living and Synthetic Mulch on the Population Dynamics of Whiteflies and Aphids, Their Associated Natural Enemies, and Insect-Transmitted Plant Diseases in Zucchini. *Environmental Entomology*, 34(4), pp. 857 - 865.

García, E., 2003. Distribución de la precipitación en la República Mexicana. Investigaciones Geográficas. *Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal*, Abril, Issue 50, pp. 67 - 76.

Gerling, D., 1990. Whiteflies their bionomics, pest status and management. *Intercept Andover*, pp. 147 - 185.

Gerling, D., 2002. Una reinterpretación sobre las moscas blancas. *Manejo Integrado de Plagas*, Volumen 63, pp. 13 - 21.

Gómez-Menor, J., 1944. Aleuródidos de interés agrícola. *Bol. Pat. Veg. y Ent. Agric.*, Volumen 13, pp. 161 - 198.

Gould, J. & Elkinton, J. S., 1990. Temperature-dependent growth of *Cotesia melanoscela* (Hymenoptera: Braconidae), a parasitoid of the gypsy moth (Lepidoptera: Lymentridae). *Environmental Entomology*, Issue 19, pp. 859 - 865.

Gude, J. A. y otros, 2009. Internal Validation of Predictive Logistic Regression Models for Decision-Making in Wildlife Management. *Wildlife Biology*, 15(4), pp. 352-369.

Guijarro, M. y otros, 2011. Automatic segmentation of relevant textures in agricultural images. *Computers and Electronics in Agriculture*, 75(1), pp. 75 - 83.

Guzmán-Cruz, R. y otros, 2010. Algoritmos genéticos para la calibración del modelo climático de un invernadero. *Revista Chapingo. Serie horticultura*, 10 enero -abril, 16(1), pp. 23-30.

Heinrich, B., 1974. Thermoregulation in endothermic insects. *Science*, Volumen 185, pp. 747 - 755.

Heinrich, B., 1974. Thermoregulation in endothermic insects. *Science*, Volumen 185, pp. 747-755.

Heinrich, B., 1975. Energetics of pollination. *Annual Review of Ecology and Systematics*, Volumen 6, pp. 139 - 169.

Heinrich, B. & Heinrich, M., 1983. Size and caste in temperature regulation by bumblebees.. *Physiological Zoology*, Volumen 56, pp. 552 - 562.

Hendi, A., Abdel-Fattah, M. J. & Sayed, A. E., 1987. Biological study on the whitefly *Bemisia tabaci* (Genn) (Homoptera: Aleyrodidae). *Bulletin of the Entomological Society of Egypt*, Volumen 65, pp. 1984 - 1985.

Hilbert, D. W. & Logan, J. A., 1983. Empirical model of nymphal development for the migratory grasshopper, *Melanoplus sanguinipes* (Orthoptera: Acrididae). *Environmental Entomology*, Issue 12, pp. 1 - 5.

Hilje, L., 1993. Un esquema conceptual para el manejo integrado de la mosca blanca (*Bemisia tabaci*) en el cultivo de tomate.. *Manejo Integrado de Plagas*, Issue 29, pp. 51 - 57.

Hilje, L., 1996. *Metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus*. Costa Rica: Turrialba.

Hinton, H. E., 1963. The origin and function of the pupal stage. *Proceedings of the Royal Entomological Society of London. Series A, General Entomology*, Junio, 38(4 - 6), pp. 77 - 85.

Hudes, E. S. & Shoemaker, C. S., 1988. Inferential method for modeling insect phenology and its application to spruce budworm (Lepidoptera: Tortricidae). *Environmental Entomology*, 17(1), pp. 97 - 108.

Hulspas-Jordaan, P. M. & van Lenteren, J. C., 1989. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). XXX Modelling population growth of greenhouse whitefly on tomato.. *Agricultural University Wageningen*, pp. 1 -54.

INEGI, 2009. *VIII Censo Agropecuario 2007*. [En línea]
Available at: www.inegi.org.mx/inegi/contenidos/espanol/prensa/.../comunica22.pdf
[Último acceso: 01 03 2014].

INEGI, 2012. *El cultivo de tomate rojo en Sinaloa*, México: INEGI.

INEGI, 2014. *INEGI*. [En línea]
Available at: <http://www.inegi.org.mx/default.aspx>
[Último acceso: 1 09 2014].

Jones, J. W. & Luyten, J. C., 1998. Simulation of Biological Processes. En: *Agricultural Systems modeling and simulation*. 1 ed. Nueva York(NY): CRC Press, p. 728.

Jongman, C. et al., 2007. Automatic Identification of whiteflies, aphids and thrips in greenhouse based on image analysis. *International Journal of Mathematics and computers in simulation*, Issue 1, pp. 46 - 53.

Khan, M. R. y otros, 2011. Host plant selection and oviposition behaviour of whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) in a mono and simulated polyculture crop habitat. *African Journal of Biotechnology*, 21 Febrero, Issue ISSN 1684–5315 , pp. 1467-1472.

Kinsolver, J. G., 1985. Butterfly thermoregulation: organismic mechanisms and population consequences. *Journal of Research on the Lepidopterans*, Volumen 24, pp. 1 - 20.

Kumar, R., Martin, V. & Moisan, S., 2010. *Robust Insect Classification Applied to Real Time Greenhouse Infestation Monitoring*. Istanbul, s.n.

Lactin, D. J., Holliday, N. J., Johnson, D. L. & Craigen, R., 1995. Improved rate model of temperature-dependent development by arthropods.. *Environmental Entomology*, 24(1), pp. 68 - 75.

León, L. R. L., 1993. *Mosquita Blanca: daños e impacto en la agricultura regional*. s.l., IAP A. C., pp. 23 - 25.

Linsey, A. & Newman, J., 1956. Use of Official Weather Data in Spring Time: Temperature Analysis of an Indiana Phenological Record. *Ecology*, Volumen 37, pp. 812 - 823.

Logan, J. A., Wollkind, D. J., Hoyt, S. C. & Tanigoshi, L. K., 1976. An analytic model for description of temperature dependent rate phenomena in arthropods. *Environmental Entomology*, Volumen 5, pp. 1133 - 1140.

López-Ávila, A., 1986. Natural enemies. En: M. J. W. Cock, ed. *Bemisia tabaci. A literature survey on the cotton whitefly with an annotated bibliography*.. Ascot(UK): CAB International Institute of Biological Control, p. 121.

López-Cruz, I. L. y otros, 2013. *Metodología de modelación matemática, dinámica de ambientes agrícolas controlados: avances y retos*. Querétaro, UAQ.

Lozano, C., Benazoun, A., Kidd, N. & Campos, N., 1998. Primeros estudios sobre la dinámica de poblaciones de *Phloeotribus scarabaeoides* (Bernard, 1788) (Coleóptera: Scolytidae) en Marruecos. *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 22(3), pp. 149 - 157.

Mansaray, A. & Sundufu, A. J., 2009. Oviposition, development and survivorship of the sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* on soybean, *Glycine max*, and the garden bean, *Phaseolus vulgaris*. *Journal of Insect Science*, 4 Febrero, 9(1), pp. 1 - 6.

Manzano, M. R. & van Lenteren, J. C., 2009. Life history parameters of *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) at different environmental conditions on two bean cultivars. *Neotropical Entomology*, Agosto, 38(4), pp. 452 - 458.

Marco, V., 2001. Entomología Aplicada (III): Modelización de la tasa de desarrollo de insectos en función de la temperatura. Aplicación al manejo Integrado de Plagas mediante el método de grados-día.. *Boletín de la Sociedad de Entomológica Aragonesa*, Issue 28, pp. 147 - 150.

Marina-Cotes, A., 2002. *Fontagro*. [En línea]
Available at: http://www.fontagro.org/sites/default/files/prop_01_52.pdf
[Último acceso: 26 Octubre 2014].

Martínez C., J. L., Rodríguez, C., F. G., Navarro, S., F. J. & López, A. , B., 1998. *Establecimiento de un Manejo integrado para la Mosquita Blanca en Soya en el Norte de Sinaloa*. Juan José Ríos(Sinaloa): INIFAP.

MathWorks, 2014. *MathWorks*. [En línea]
Available at: www.mathworks.com
[Último acceso: 01 01 2014].

McMaster, G. S. & Wihelm, W. W., 1997. Growing degree-days: one equation, two interpretations. *Agricultural and Forest Meteorology*, Volumen 87, pp. 291-300.

Medina, T., 1996. La mosquita blanca: (Homoptera: Aleyrodidae): de *Bemisia Tabaci* (Gennadius), Al Biotipo "B", y a la Nueva Especie *Bemisia Argentifolii* Bellows y Perring. *Universidad Autónoma de Baja California*, pp. 12 - 26.

Molinari, A. M., Gonsebatt, G., David, M. F. & Perotti, E., 2007. Mosca Blanca (*Bemisia tabaci* Gennadius) en cultivos de soja. *Soja - Para mejorar la producción*, Volumen 36, pp. 109 - 111.

Montgomery, D. C., 1991. *Diseño y Análisis de Experimentos*. México: Editorial Iberoamérica.

Morris, R. F. & Fulton, W. C., 1970. Models for the development and survival of *Hyphantria cunea* in relation to temperature and humidity. *Memoirs of the Entomological Society of Canada*, Enero, 102(70), pp. 1 - 60.

- Mundada, R. G. & Gohokar, V. V., 2013. Detection and Classification of Pests in Greenhouse Using Image Processing. *Journal of Electronics and Communication Engineering*, 5(6), pp. 57 - 63.
- Muñiz, M. & Nombela, G., 2001. Differential Variation in Development of the B- and Q-Biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on Sweet Pepper at Constant Temperatures. *Environmental Entomology*, 9 Marzo, 30(4), pp. 720 - 727.
- Narro, A., 1996. Aplicación de algunos modelos matemáticos a la toma de decisiones. *Política y Cultura*, Volumen 6, pp. 183 - 198.
- Nava-Camberos, U., 1996. *Bionomics of Bemisia argentifolii Bellows and Perring on cotton, cantaloupe, and pepper*. Arizona(Texas): Texas A&M Univ.
- Nava-Camberos, U. & Cano-Ríos, P., 2000. Umbral económico para la mosquita blanca de la hoja plateada en melón en la comarca Lagunera, México. *Agrociencia*, 30 Marzo-Abril, 34(2), pp. 227 - 234.
- Nava-Camberos, U., Riley, D. G. & Harris, M. K., 2001. Temperature and Host Plant Effects on Development, Survival, and Fecundity of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). *Environmental Entomology*, 2 Octubre, 30(1), pp. 55 - 63.
- Nicholls, C., 2008. *Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico*. Antioquia: Editorial de la Universidad de Antioquia.
- Norton, G. A. & Mumford, J. D., 1993. Decision Analysis Techniques. . En: *Decision Tools for Pest Management*. Wallingford: CAB International, pp. 43 - 68.
- Olarte, V., 1978. *Control sanitario en granos*.. Bogotá, Revista Academia Colombiana de Ciencias Veterinarias, pp. 1 - 6.
- Oliveira, M. R. V., Henneberry, T. J. & Anderson, P., 2001. History, current status, and collaborative research projects for *Bemisia tabaci*. *Crop Protection*, 9 Agosto, Volumen 20, p. 709–723.
- Omondi, A. B., Obeng-Ofori, D., Kyerematen, R. A. & Danquah, E. Y., 2005. Host preference and suitability of some selected crops. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, Volumen 115, p. 393 – 400.
- Ortega-Arenas, L. D., 2008. *Moscas blancas, temas selectos sobre su manejo*.. 1 ed. México: Mundi Prensa México, S. A. de C. V..
- Ortiz-Catón, M. y otros, 2010. Mosquitas blancas plaga primaria de hortalizas en Nayarit. *Revista Fuente*, Diciembre.2(5).

Palumbo, J. C., Tonhasca, J. A. & Byrne, D. N., 1994. Sampling plans and actions thresholds for Whiteflies on Spring Melons.. *IPM Series*, 1(2), pp. 227 - 234.

Park, J. J., Kim, J. K., Park, H. & Cho, K., 2001. Development of time-efficient method for estimating aphids density using yellow sticky traps in cucumber greenhouses. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 4(2), pp. 143 - 148.

Parton, W. & Logan, J., 1981. A model for diurnal variation in soil and air temperature. *Agricultural Meteorology*, Volumen 23, pp. 205 - 216.

Pérez-Moreno, I., 2000. Fundamentos teóricos del manejo integrado de plagas. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, Issue 27, pp. 127 - 133.

Powell, D. & Bellows, T. S., 1992. Preimaginal development and survival of *Bemisia tabaci* on cotton and cucumber. *Environmental Entomology*, Volumen 21, p. 359 – 366.

Pruess, K. P., 1983. Day-degree methods for pest management. *Environmental Entomology*, Volumen 12, pp. 613 - 619.

Qiao, M. y otros, 2008. Density estimation of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in a greenhouse using sticky traps in conjunction with an image processing system. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 11(1), pp. 25 - 29.

Ramos-Barreto, C. A., Rodríguez-Hernández, C. & Ortega-Arenas, L. D., 2007. Mortalidad, repelencia e inhibición de ovoposición de dos productos de NIM en adultos de mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum*. En: *Agricultura sostenible. Alternativas contra plagas*. 1 ed. Texcoco(Estado de México): Colegio de Posgraduados, pp. 19 - 27.

Riley, D. G. & Palumbo, J. C., 1995. Action thresholds for *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) in cantaloupe. *Journal Economical Entomology*, Volumen 88, pp. 1733 - 1738.

Riley, D. G. & Palumbo, J. C., 1995. Interactions of silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) with cantaloupe yield.. *Journal Economical Entomology*, Volumen 88, pp. 1726 - 1732.

Rodríguez-Calcedo, D., Cotes-Torres, J. M. & Cure, J. R., 2012. Comparison of eight degree-days estimation methods in four agroecological regions in Colombia. *Bragantia*, 13 Julio, 71(2), pp. 299 - 307.

Rojas-Lara, P. y otros, 2008. Modelos matemáticos para estimar el crecimiento del fruto de chile manzano (*Capsicum pubescens* R y P). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 14(3), pp. 289 - 294.

Rojas, M. R., Gilbertson, R. L., Russell, D. R. & Maxwell, D. P., 1993. Use of degenerate primers in the polymerase chain reaction to detect whitefly-transmitted geminiviruses. *Plant disease*, Volumen 77, pp. 340 - 347.

Rollin, J., Nichols, S., Tulloch, G. & Schuh, R., 1989. *The Torre-Bueno Glossary of Entomology*. New York: New York: New York Entomological Society.

Rosset, P. M., 1987. Precios, subvenciones y los niveles de daño económico. *Manejo Integrado de Plagas*, pp. 27 - 35.

Salazar, E. y otros, 1998. Severidad del moteado amarillo del tomate y reduccion del rendimiento del cultivo en respuesta a la densidad de adultos virulíferos de *Bemisia tabaci*. *Manejo Integrado de Plagas*, Volumen 50, pp. 42 - 50.

Salgado-Sosa, J., 2004. Un Micoinsecticida como Agente de Control de la Mosca Blanca (*Bemisia argentifolii* Bellows y Perrings) en Jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). *Fitopatología*, Issue 22, pp. 389 - 394.

Salvucci, M. E., Hendrix, D. L. & Wolfe, G. R., 1999. Effect of high temperature on the metabolic processes affecting sorbitol synthesis in the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Journal of Insect Physiology*, 45(1), p. 21–27.

Sarvucci, M. E., 2000. Sorbitol accumulation in whiteflies: evidence for a role in protecting proteins during heat stress. *Journal of Thermal Biology*, 25(5), p. 353–361.

Schoolfield, R. M., Sharpe, P. J. H. & Mangnuson, C. E., 1981. Non-linear regression of biological temperature dependent rate models based on absolute reaction-rate theory. *Journal of Theoretical Biology*, Issue 88, pp. 719 - 731.

Schuster, D., Stansly, P. A. & Polston, J. E., 1996. Expressions of plant damage of *Bemisia*. En: *Taxonomy, biology, damage control and management*. . Andover: Hants, p. 153 – 165.

Selfa, A. & Anento, J. L., 1997. Plagas agrícolas y forestales. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*, Issue 20, pp. 75 - 91.

semaan, s., 2001. *agricultura protegida*. mexico: fondo de cultura.

Sharpe, P. J. H. & DeMichele, D. W., 1977. Reaction kinetics of poikilotherm development. *Journal of Theoretical Biology*, Issue 64, pp. 649 - 670.

Sharpe, P. J. H. & DeMichele, D. W., 1977. Reaction kinetics of poikilotherm development. *Journal of Theoretical Biology*, Volumen 64, pp. 649 - 670.

Shi, P., Ge, F., Sun, Y. & Chen, C., 2011. A simple model for describing the effect of temperature on insect developmental rate. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 16 Noviembre, Issue 14, pp. 15 - 20.

Slobodkin, L., 1962. Energy in animal ecology. *Advances in Ecological Research*, p. 69 – 101.

SMN-CONAGUA, 2014. *Sistema Meteorológico Nacional*. [En línea]

Available at:

http://smn.cna.gob.mx/index.php?option=com_content&view=article&id=177&tmpl=component

[Último acceso: 20 10 2014].

Solis-Sánchez, L. O. y otros, 2011. Scale invariant feature approach for insect monitoring. *Computers and Electronics in Agriculture*, 75(1), pp. 92 - 99.

Solís-Sánchez, L. O. y otros, 2009. Machine vision algorithm for whiteflies (*Bemisia tabaci* Genn.) scouting under greenhouse environment. *Journal of Applied Entomology*, Volumen 133, p. 546 – 552.

Soria, S., 1969. Interrelaciones de temperatura y humedad. *Curso ecología de insectos. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas*, pp. 1 - 5.

Steiner, A. A., 1984. *The universal nutrient solution*. Wageningen, s.n., pp. 633-650.

Stenseth, C., 1971. Temperaturens effekt pa utxikling hos veksthusmellus (*Trialeurodes vaporariorum* West.). *Skn. Ng. O. G. Forsok i Landdruket*, Volumen 22, p. 493 – 496.

Stinner, R. E., Gutierrez, A. P. & Butler, J. G. D., 1974. An algorithm for temperature-dependent growth rate simulation. *Canadian Entomologist*, Issue 106, pp. 519 - 524.

Toledo, J. & Infante, F., 2008. *Manejo Integrado de Plagas*. México: Trillas.

Torres-Díaz, C. y otros, 2007. Consecuencias de las variaciones microclimáticas sobre la visita de insectos polinizadores en dos especies de *Chaetanthera* (Asteraceae) en los Andes de Chile central. *Revista Chilena de Historia Natural*, Volumen 80, pp. 455 - 468.

Torres-Robledo, C., Martínez-Carrillo, J. L. & Ramírez-Sagahón, J. C., 2000. *Informes Nacionales*. Panamá, s.n., p. 74.

Urías López, M. A., Byerly Murphy, K. F., Osuna García, J. A. & García Berber, A., 2005. Incidencia de mosquita blanca (hemiptera: aleyrodidae), áfidos (hemiptera: aphididae) y virosis en melón de Jalisco, México. *Folia Entomológica Mexicana [en línea]*, 44(3), pp. 321 - 337.

van Merendok, S. & van Lenteren, J. V., 1978. Determination of mortality of greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (West) (Hom.; Aleyrodidae) eggs, larvae and pupae on four host-plant species: eggplant, cucumber, tomato and paprika. *Med Fac Landbouww Univ Gent*, Volumen 43, p. 421 – 429.

Vargas, R., Rodríguez, S. & Larral, P., 2008. *Dinámica de poblaciones en Ripa*. s.l.:INIA.

Vázquez-Cruz, M. A., Espinoza-Calderon, A., Jiménez-Sánchez, R. & Guzmán-Cruz, R., 2014. Mathematical Modeling of Biosystems. En: *Biosystems Engineering: Biofactories for Food Production in the Century XXI*. Suiza: Springer International Publishing Switzerland, pp. 51 - 76.

Vázquez-Cruz, M. A., Jiménez-Sánchez, A. R., Guzmán-Cruz, R. & Espinosa-Calderon, A., 2014. Mathematical Modeling of Biosystems. En: *Biosystems Engineering: Biofactories for Food Production in the Century XXI*. 1 ed. Queretaro(Queretaro): Springer International, p. 476.

Vegetal, J. L. d. S., 2013. *Valle del Yaqui*. [En línea] Available at: <http://www.jlsvyaqui.org.mx/> [Último acceso: 26 10 2014].

Vejar-Cota, G., Ortega-Arenas, L. D. & Carapia-Ruíz, V. E., 2009. Primer registro de la mosca blanca de los cereales *Aleurocybotus occiduus* Russell (Hemiptera: Aleyrodidae) y su impacto potencial como plaga de gramíneas en el norte de Sinaloa. *Acta Zoológica Mexicana*, 25(1), pp. 33 - 48.

Vet, L. E. M., van Lenteren, J. C. & Woets, J., 1980. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae).. IX. *A review of the biological control of the greenhouse whitefly with suggestions for future research*. *Z. ang. Ent.* , pp. 26 - 51.

Wagner, T. L. y otros, 1984. Modeling insect development rates: a literature review and application of a biophysical model. *Annals of the Entomological Society of America*, Issue 77, pp. 208 - 225.

Wang, B., Ferro, D. N., Wu, J. & Wang, S., 2004. Temperature-Dependent Development and Oviposition Behavior of *Trichogramma ostrinae* (Hymenoptera:

Trichogrammatidae), a Potential Biological Control Agent for the European Corn Borer (Lepidoptera: Crambidae). *Environmental Entomology*, 33(4), pp. 787 - 793.

Wang, K. & Tsai, J. H., 1996. Temperature Effect on Development and Reproduction of Silverleaf Whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 3 Mayo, 89(3), pp. 375 - 384.

Waterhouse, D. F., 1992. *Biological control: a viable strategy for the tropics*. Kuala Lumpur, Malaysian Plant Protection Organization Society, p. 13.

Waterhouse, D. F., 1992. Biological control: a viable strategy for the tropics.. En: *Biological control: issues in the tropics*. Kuala Lumpur: Malaysian Plant Protection Organization Society, pp. 1 - 13.

Wolfe, G. R., Hendrix, D. L. & Salvucci, M. E., 1998. A thermoprotective role for sorbitol in the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Journal of Insect Physiology*, 44(7 - 8), p. 597–603.

Xu, S. et al., 2013. Study on the Occurrence Regularity of Invasive Whitefly *Bemisia Tabaci* Population. *Advance Journal of Food Science and Technology*, 5 11, 5(11), pp. 1514 - 1520.

Yano, E., van Lenteren, J. C., Rabbinge, R. & Hulspas-Jordaan, P. M., 1989. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). *Agricultural University Wageningen papers*, 89(2), pp. 55 - 73.

Zalom, F. G., Natwick, E. T. & Toscano, N. C., 1985. Temperature regulation of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) populations in Imperial Valley Cotton. *Journal of Economic Entomology*, 78(1), pp. 61 - 64.

Zill, D. G., 1997. *Ecuaciones diferenciales, con aplicaciones del modelado*. 6 ed. Santiago de Chile: Intenational Thomson Editores.

6 ANEXOS

6.1 Diplomas de participación



La Universidad Autónoma de Querétaro
a través de su
Facultad de Ingeniería

Otorga el siguiente
DIPLOMA

a: ***Ixchel Parola Contreras y Rosario Guzmán Cruz***

por su participación con el cartel:

MODELO MATEMÁTICO DEL CRECIMIENTO DE Eriopsis Connexa CON DATOS DE TEMPERATURA DE AMAZCALA

dentro del
“7° Coloquio del Posgrado de Ingeniería, 2013”
Celebrado de 28 y 29 de noviembre



Dr. Mandel Toledano Ayala
JEFE DE LA DIVISIÓN DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO
FACULTAD DE INGENIERÍA



Dra. María de Luz Pérez Rea
PRESIDENTE DEL COMITÉ EDITORIAL
FACULTAD DE INGENIERÍA

Simposio Internacional
Retos y Perspectivas
de la Agricultura Protegida



Otorga la presente

Constancia

a:

Ixchel Parola Contreras

Por su participación como :

Ponente


De la ponencia:

Modelo matemático del crecimiento de mosquita blanca
(Bemisia tabaci)

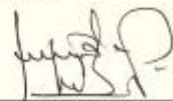
Coautores:

**Parola Contreras, I.; Guzmán Cruz, R.; Rico García, R.;
y Mercado Luna, A.**

Chapingo, Méx. a 26 y 27 de mayo 2014



Dr. Reyes Altamirano Cárdenas
Director General de Investigación y
Posgrado



Dr. Joel Pineda Pineda
Coordinador General del Simposio



9° CONGRESO INTERNACIONAL DE INGENIERÍA



La UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO
a través de la FACULTAD DE INGENIERÍA,
otorga la presente

CONSTANCIA

a:

IXCHEL PAROLA CONTRERAS

Por haber participado en el Congreso Internacional de Ingeniería
en su novena edición realizado del 13 al 17 de Mayo del 2013
en la ciudad de Santiago de Querétaro, México.

Dr. Aurelio Domínguez González
Director



CONCYTEQ

creando **conciencia**



10° CONGRESO
INTERNACIONAL DE INGENIERÍA
12-16 MAYO 2014



creando **conciencia**

La UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO
a través de la FACULTAD DE INGENIERÍA,
Otorga la presente

CONSTANCIA

a:

**Parola-Contreras I., Guzmán-Cruz R.,
Rico-García R., Mercado-Luna A.**

Por su participación con la **presentación oral** del trabajo:

*"Mathematical model of the growth of whitefly
for the detection and monitoring of pests in
greenhouse"*

en el Congreso Internacional de Ingeniería en su décima edición
realizado del 12 al 16 de mayo de 2014
en la ciudad de Santiago de Querétaro, México



CONCYTEQ



UNIVERSIDAD
AUTÓNOMA DE
QUERÉTARO

Dr. Aurelio Domínguez González
Director





La Universidad Autónoma de Querétaro

A TRAVÉS DE LA

Dirección de Vinculación Tecnológica y Proyectos Especiales

OTORGA LA PRESENTE

CONSTANCIA

A: IXCHEL PAROLA

Por haber acreditado el curso-taller:

CONTROL BIOLÓGICO DE PLAGAS

**"MÉTODO RÚSTICO PARA LA CRÍA MASIVA
DE INSECTOS BENÉFICOS
POR EL AGRICULTOR EN SUS FINCAS"**

del 14 al 16 de Mayo de 2014



DIRECCIÓN DE
VINCULACIÓN TECNOLÓGICA
Y PROYECTOS ESPECIALES

Dr. Eusebio J. Ventura Ramos
Dirección de Vinculación Tecnológica
y Proyectos Especiales

Dr. Orelia E. Milán Itagás
Investigadora del Instituto de Investigaciones
de Sanidad Vegetal de la República de Cuba





UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO
FACULTAD DE INGENIERÍA
CAMPUS AMAZCALA



Otorga la presente



CONSTANCIA

a

Ing. Ixchel Parola Contreras

por su ponencia titulada

Modelo matemático del crecimiento de mosquita blanca
(*Bemisia tabaci*) en invernadero

Presentada en el Seminario de Biosistemas de la Facultad de Ingeniería
el día 22 de Mayo de 2014.

Querétaro, Qro. México


Dra. Rosalia V. Ocampo Velázquez
Coordinadora Campus Amazcala
Facultad de Ingeniería - UAQ


M.C. Humberto Aguirre Becerra
Coordinador del Seminario FIBIO





1er

SIMPOSIUM
CONMEMORACIÓN
DEL INGENIERO
AGROINDUSTRIAL
10 y 11 de Abril del 2014

La UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO
a través de la FACULTAD DE INGENIERÍA,
otorga la presente

CONSTANCIA

a:

IXCHEL PAROLA CONTRERAS

Por su participación en el Simposium Conmemoración del Ingeniero Agroindustrial
en su primera edición
realizado el 10 al 11 de Abril del 2014
en la ciudad de Santiago de Querétaro, México.

Dr. Aurelio Domínguez González
Director

Dra. Ana Angélica Feregrino Pérez
Comité organizador



UNIVERSIDAD
AUTÓNOMA DE
QUERÉTARO



CONCYTEQ

Mathematical Modelling of Whitefly (*Bemisia tabaci*) Growth for Pests Greenhouse Detection

Parola-Contreras Ixchel ^{#1}, Guzmán-Cruz Rosario ^{#2}, Rico-García Enrique ^{#3}, Mercado-Luna Adan ^{#4}

[#] *Facultad de Ingeniería. Campus Amazcala. Universidad Autónoma de Querétaro. Cerro de las Campanas S/N, Col. Las Campanas, C.P. 76010 Santiago de Querétaro, Querétaro*

¹ ix.parola@gmail.com

² rguzman829@hotmail.com

³ ricog@uaq.mx

⁴ merluna15@yahoo.com.mx

Abstract—Nowadays it is essential to maintain healthy crops, in particular in greenhouse production. Therefore, the implementation of integrated pest management is necessary. Agroclimatic mathematical models that allow prediction, control and monitoring of the population dynamics and life cycle (phenology) of pests within the greenhouse are useful in this aspect. The aim of this study was the fit of a mathematical model to describe the growth of whitefly under greenhouse environmental conditions in a medium-dry area. Moreover, a statistical analysis is performed to validate the model estimations. The proposed model is set up by three equations, corresponding to the three stages: eggs, nymphs and adults, as a function of air temperature, relative humidity and radiation inside the greenhouse. The statistical results show a correlation $r = 0.82$ for eggs, $r = 0.86$ for nymphs and $r = 0.84$ for adults.

Key Words — Oviposition, pest monitoring, squash as host of whitefly, temperature, whitefly Development.

I. INTRODUCTION

The whitefly, *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Hemiptera: Aleyrodidae) is a pest of major economic impact as its presence in the crop has direct and indirect consequences, so control measures depending on adequate knowledge of behavior of the population are important. The application of integrated pest management in greenhouse crops requires agroclimatic mathematical models that allow the projection, control and monitoring of the population dynamics and life cycle (phenology) of pests of economic importance. Mathematical models are used to describe phenomena, fact or real-world objects, their used to understand widely their behavior under different conditions, this model adapt to any field of study, such biosystems [1].

In research measuring variables related to biological processes and include them in a mathematical language, provides qualitative information about the importance of the relationship between them and helps predict the changes in the biosystems [2]. In turn, mathematical models give a forecast of the limits of infestation that can be tolerated by the crop without affecting seriously its performance [3].

The whitefly is distributed throughout the country, being the states of Baja California Norte and Sur, Sonora and Sinaloa those with higher *Bemisia argentifolii* infestations. However, the southern states of the country as Colima, Yucatan, Oaxaca and Veracruz present the highest number of species *Bemisia tabaci* and *T. vaporariorum*, affecting crops such as peanut, broccoli, cantaloupe, cotton, chilli, soy, among others. Since 2005, whitefly populations were much higher than those observed in previous years in the Valle del Yaqui, Sonora. Not taking action at this time produced losses on cotton yield which it was reduced on an average from 55 to 60 %.* The Local Board Plant Health monitors Yaqui Valley, pest with yellow traps weekly. From week 27 to 32 the highest density of the year is recognized except for 2013 than the average for the population were lower under the strategies designed by producers and technical advisors as part of cultural control [4].

There are mathematical models that describe the effect of temperature on the growth of the population. Reference [5] proposed a linear model for the development rate vs. the increase of temperature for each of the states of insects, in [6] designed a nonlinear analytical model describing the development rate is depend upon the temperature optimum. Reference [7] described the relationship between temperature and immature survival rate, in [8] proposed two modifications to the model of Logan including measuring the lower temperature threshold, in [9] contains measurable environmental parameters and can be estimated by nonlinear regression. Reference [10] had developed a performance model that allows for the lower and upper thresholds of development simultaneously.

The aim of the study was to develop a mathematical model based on the variables of air temperature, relative humidity and solar radiation to predict the growth of *Bemisia tabaci* population in the three stages, egg stage, nymph and adult, of greenhouse whitefly, in a semiarid area, accompanied by statistical analysis that allows validation of the estimated data by the model.

II. MATERIALS AND METHODS

A. Experimental Data

The experiment was conducted in a commercial greenhouse of the Engineering Faculty of the Universidad Autónoma de Querétaro which it is located in El Marqués, Querétaro, México a semiarid zone. The campus is located at an altitude of 1,990 meters above sea level, with latitude $20^{\circ} 42'15''$ and longitude $100^{\circ} 16'03''$.

The whiteflies used in this study were collected from tomato plants, *Lycopersicon lycopersicum* L. (Solanales: Solanaceae) from greenhouse under natural conditions of zone. The colony was maintained on squash plants (zucchini grey), under natural conditions of the arid zone in from January to February in 2014. Each young potted squash plant was placed in cubic screened cages, as shown in Fig. 1.[11]. Twelve entomological boxes under the same climatic conditions were placed, he had every other day with the help of photographs, has a base of 1,167 photos of each of the leaves developed. The cages containing adults were maintained in a greenhouse protected with mesh shade at -2 to 30°C and 20 to 90% RH. Time duration of the experiment was 46 calendar days and input variables were recorded every second day.

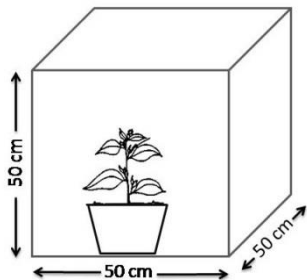


Fig. 1. Squash plant in cubic screened cages.

Tests with tomato plants, lettuce and squash were carried out but because of its characteristics, the best plant was the squash (variety gray zucchini), as shown in Fig. 2. As it is large, greenish leaves with deep and extended lobes, are well suited for taking photographs distributed along the stem.

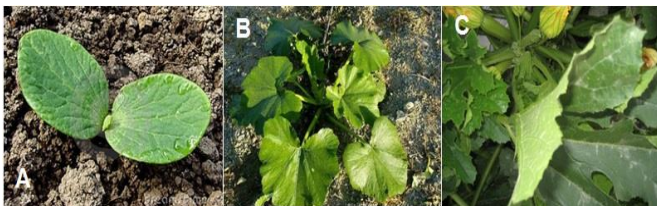


Fig. 2. A) Seedling squash, B) developing squash and C) squash plant reproduction.

The first run cycle was done to identify ways to spread the insect through the plant, set the size of the population and meet fluctuating population of the different stages of the insect in growing Italian squash in last December. With the next cycle were determined watering days, the days of counting, cycle and populations to achieve the establishment of a model. Each development cycle began using 20 specimens of whitefly, which were introduced to an entomological cage containing a

squash plant 8 to 15 centimeters tall, 10 to 15 days old, respectively.

Adults were removed when the presence of eggs was detected (between 8 and 12 days), as shown in Fig. 3, the number of eggs laid was counted, at this point the beginning of the cycle was established.



Fig.3. A) Newly infected leaf, B) Leaf with eggs and nymphs and C) Leaf with three stages.

B. Model Structure

Generally there are three types of mathematical models: white-box models, black box and gray box. White box models are deterministic and explanatory models of a system [12], [13]. Typically, a set of ordinary differential equations is defined to describe the behavior of the system state variables, variables that represent the properties or attributes of the system that is under consideration. Black box models are direct descriptions of data and provide direct observable relationships between the variables in a system without any explanation of the underlying mechanisms. Grey box models are used when some physical understanding is available, but several parameters stay to determine the observed data.

In this study, a black box model was formulated which is based on nonlinear regression. The black box model was used because the input variables are biotic and abiotic conditions known at time t , taken from direct observation of the subject matter; however, the processes running for the output data are not known. The black box model was used because the input variables as biotic and abiotic conditions are known at time t , taken from direct observation of the subject matter; however, the processes running for the output data are not known. The model is designed to reproduce the outputs of the real system without trying to model processes which are carried out for whitefly stages. Until today they have executed two cycles, data collected helped to establish the values of the coefficients of the polynomials. Mathematical model was tested to analyze the growth of whitefly pest, causing destructive sampling, in order to identify one or more of them to explain this growth similarly. The input variables considered to the model in the time t (day) were temperature t_p ($^{\circ}\text{C}$), relative humidity h_r (%) and solar radiation r_s (watts/m^2), Fig. 4.

The model was designed to predict the developmental from egg to adult of whitefly. The output variables, in time t , are the number of eggs s_e , nymphs s_n and adults s_a . In order to obtain the simplest possible model, let us consider that the egg stage can be described by an equation as follows:

$$s_e = 5.6t - 151.4t_a + 73.74h_r + 12.25r_s + 2.64t_a^2 - 1.27h_r^2 \quad (1)$$

The nymph stage is described by equation (2):

$$s_n = 12.34t - 256.2t_a + 113.1h_r + 27.86r_s + 6.11t_a^2 - 1.99h_r^2 - 0.15r_s \quad (2)$$

The adult stage is described by equation (3):

$$s_a = -t + 65.9t_a - 31.79h_r - 2.49r_s - 1.62t_a^2 + 0.56h_r^2 \quad (3)$$

Where t is the time, t_p the temperature, h_r the relative humidity and r_s solar radiation. The coefficients of the modelling equations were obtained by using Least Squares Approximation, this method solved with the MATLAB 8.2 software [14].

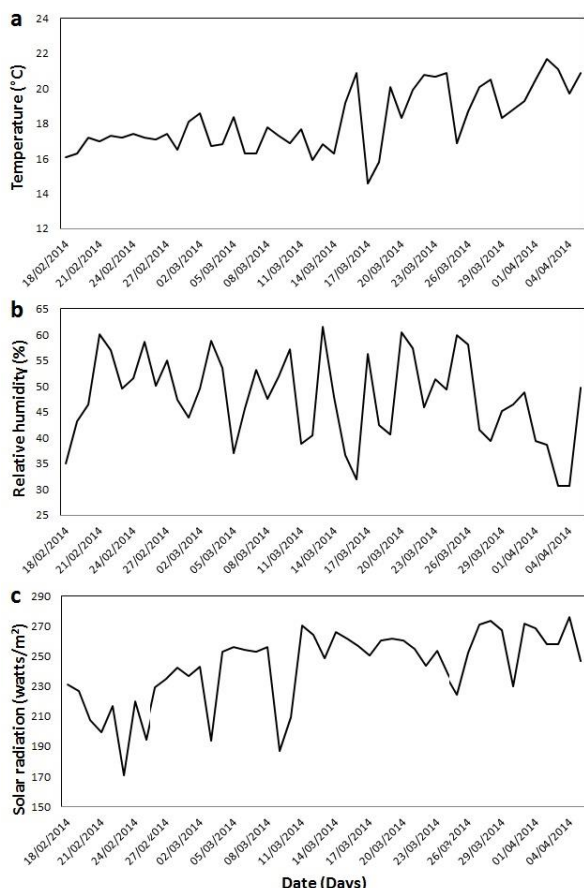


Fig.4. Behavior variables a) temperature, b) relative humidity and c) solar radiation in days during the experiment. Values are the daily mean, for temperature $\pm 1.8^\circ\text{C}$, for RH $\pm 8.4\%$ and solar radiation ± 25.4 watts/ m^2 .

III. RESULTS AND DISCUSSION

The temperature for the 46 days of the experiment was between 14.6 and 21.7°C , the range of relative humidity was 30.7 to 61.6% and solar radiation was 170.6 to 276.3 watts/ m^2 , Fig. 4. The temperature increased at 8:00 hours, having maximum temperatures between 15:00 and 16:00 hours, the relative humidity touched the highest point at 8:00 hours while the lowest point was recorded at 16:00 hours; the days had 11 hours of effective light, at 13.00 hours had the highest point of solar radiation as shown in Fig. 5.

The three stages were developed between 15 and 23°C average, Fig. 6; a greater number of eggs had per leaf at 24 days into the experiment, while the highest number of nymphs was recorded at 34 days and the largest number of hatched adults were taken at 46 days. Between 30 and 60% relative humidity was taken during the day as shown in Fig. 7. The more eggs and nymphs present in high light conditions (from 240 to 280 watts/ m^2), Fig. 8.

A linear relationship between the increase of the temperature and time of development in a range of 14 to 23°C , 10°C less was observed to report in [11], [15]. Biotic conditions were adequate for the growth threshold of whitefly, as temperatures were below 41°C and higher than 8°C [16].

The development time obtained was 46 days at an average temperature of $18.2 \pm 1.7^\circ\text{C}$, indicating that the development was successful because it is similar to that observed in other studies where the development time varies from 20 days at 30°C and 56 days at 17°C . [11], [15].

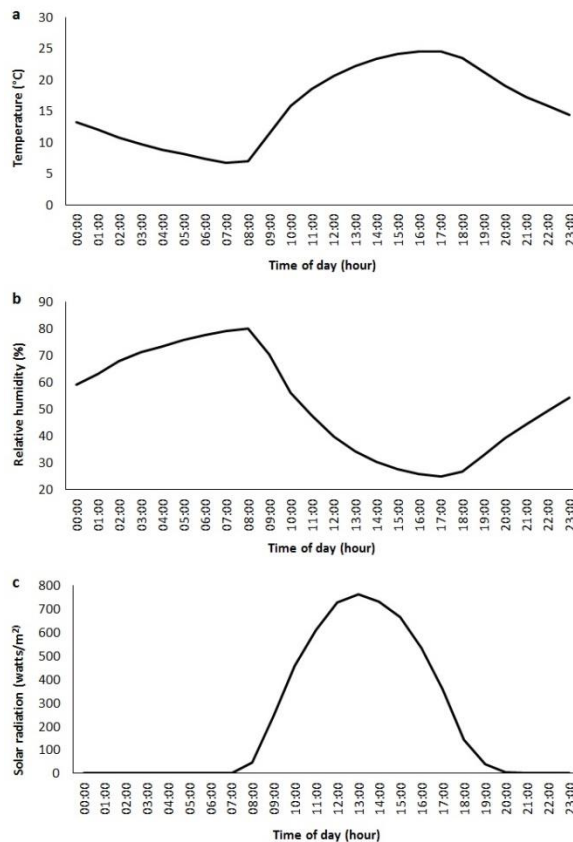


Fig 5. Behavior variables a) temperature, b) relative humidity and c) solar radiation in hours during the experiment. Values are the mean, for temperature $\pm 6.2^\circ\text{C}$, for RH $\pm 19.3\%$ and solar radiation ± 293.5 watts/ m^2 .

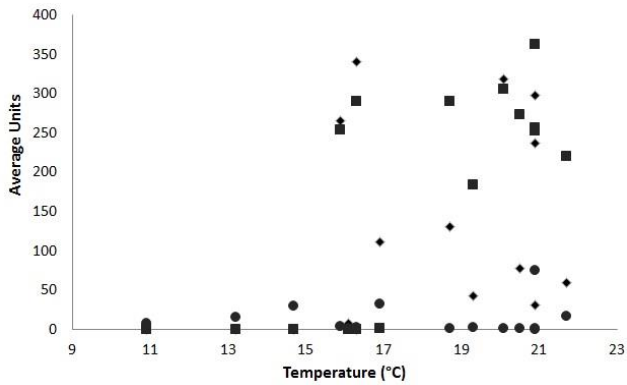


Fig. 6. Average temperature versus units of average eggs (grey diamonds), average nymphs (gray squares) and average adults (dark gray circle).

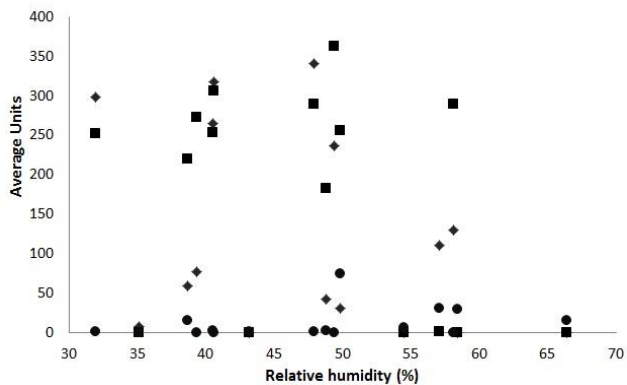


Fig. 7. Average relative humidity versus units of average eggs (grey diamonds), average nymphs (gray squares) and average adults (dark gray circle).

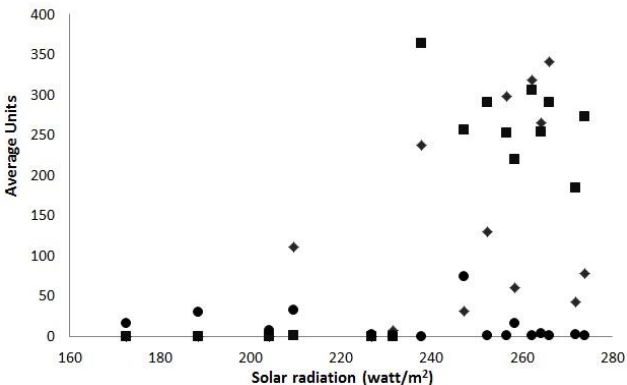


Fig. 8. Average solar radiation versus units of average eggs (grey diamonds), average nymphs (gray squares) and average adults (dark gray circle).

The optimal temperature for *Bemisia tabaci* on all host plants tested ranges from 30 to 33°C; we do not reach these average temperatures during the experimental time, due to the season, as a consequence having a long period of development. With the temperature data of the area, using the model of nonlinear least squares, we find that this pest has an optimal range of development for all three stages between 14 and 23°C, while [17] indicate that the optimal temperature range is between 30

and 33°C. Note that the average weather of this semiarid region is 21°C so this insect develops very well at high temperatures [16]. The relative humidity was between 30 and 60%, [18] states that the suit whiteflies relative humidity above 60%; hatching was accelerated by the longevity of the leaves, low relative humidity, high solar radiation and temperature of the last fifteen days of experimentation.

The total number of eggs laid at 16.9°C by a *Bemisia tabaci* female reared on squash cv. *zucchini grey* (266 eggs) is equal that reported in the literature for females reared on aubergine (223.67) [19]. As shown in figures 6 to 8, the standard deviation is large because the data is not close to the average, the data exceeded expectations population development in each of the stages eventhough temperatures were recorded near -1°C overnight and daytime temperatures above 32°C, with low precipitation. The difference between the model output and the data collected was presented in the amount of light reaching in the experimental boxes, causing some individuals accelerate their maturation and begin a new cycle.

The linear least squares method, despite being a mathematical procedure that avoids the trial and error determination of the parameters that define the behavior of nonlinear systems, generates a set of optimized parameter values, depending on its magnitude, improve setting accuracy. The hysteresis is the difference obtained from the response of agroclimatic model, causing the output data differ from the data collected, in ascending or descending order; this is detected by performing separate regressions on the data, in this case we see that the hysteresis is significant [20].

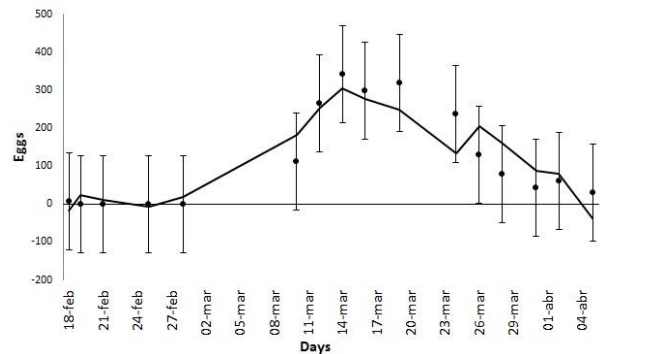


Fig.6. Measured values of whitefly (*Bemisia tabaci*) in egg stage versus the approach curve during the experiment. Points indicate experimental values; curve estimated eggs.

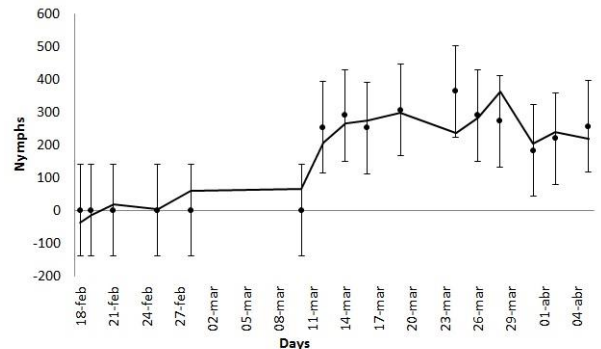


Fig.7. Measured values of whitefly (*Bemisia tabaci*) in nymphal stage versus the approach curve during the experiment. Points indicate experimental values; curve estimated nymphs.

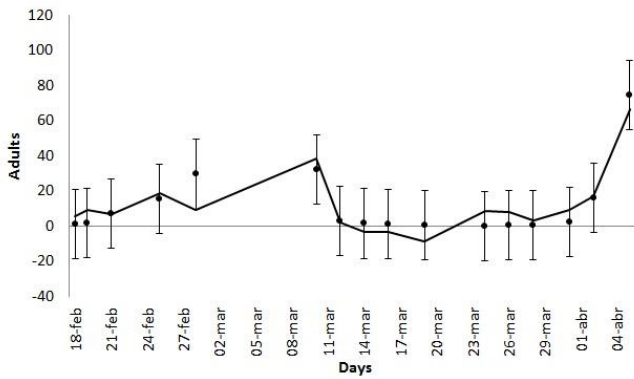


Fig.8. Measured values of whitefly (*Bemisia tabaci*) in adult stage versus the approach curve during the experiment. Points indicate experimental values; curve estimated adults.

The data set of *Bemisia tabaci* was obtained from egg to adult rearing of squash plants; other authors took the data items of the effect of temperature on development and reproduction of the whitefly [21]. They found that their model has advantages over other models; this can obtain lower and higher thresholds developing simultaneously. We calculate the model and validated with experimental data measured in the greenhouse.

On the other hand, the correlation coefficient from the agroclimatic mathematical model gives us a positive relationship between the experimental and the model data for the three stages being studied. For the case of the eggs, it was found a r of 0.8225, for nymphs, it was 0.8645 and adults, it was 0.8440, Figs. 9 to 11.

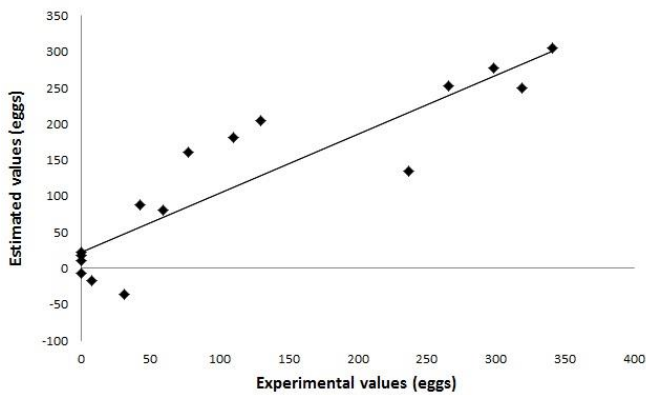


Fig.9. Dispersion of the measured data versus model data eggs (diamonds). The solid line denotes the correlation between data.

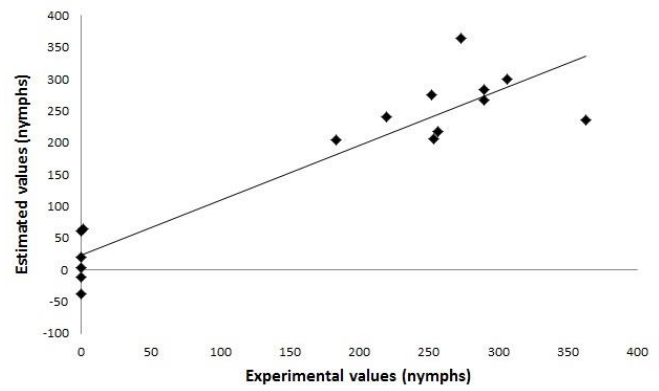


Fig.10. Dispersion of the measured data versus model data nymphs (diamonds). The solid line denotes the correlation between data.

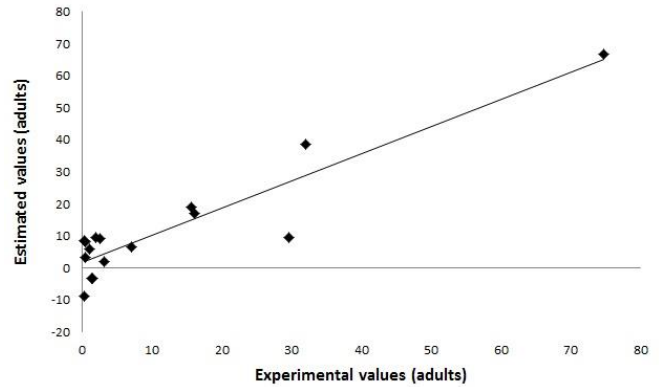


Fig.11. Dispersion of the measured data versus model data adults (diamonds). The solid line denotes the correlation between data.

To analyze the results obtained the correlation coefficient (r) was calculated; between the observed variable and the predictor variable. In addition, the standard error of prediction percentage (%SEP) was calculated; which establishes the degree of dispersion between the observed variable and the predictor variable, the coefficient of efficiency (E) and the average relative variance (ARV) provide a relative index of model behaviour.

TABLE I

CORRELATION COEFFICIENT (r), COEFFICIENT OF EFFICIENCY (E), THE STANDARD ERROR OF PREDICTION PERCENTAGE (%SEP) AND AVERAGE RELATIVE VARIANCE (ARV) CALCULATED MODEL OF THE THREE STAGES OF WHITEFLY.

Stages	r	E	% SEP	ARV
Eggs	0.8225	0.8224	43.4163	0.1776
Nymphs	0.8645	0.8645	29.5909	0.1355
Adults	0.8440	0.8439	64.2499	0.1561

The average number of eggs, nymphs and adults were significantly different between squash leaves, due to the variation in lifetime of each leaf. The forecast with higher error was adults with the measured data, while the most accurate prediction was for the nymphs with 29.5909% of SEP and 0.1355 of ARV, (Table I).

CONCLUSION

The whitefly was easily adapted to the squash, because of the low temperatures that occurred it had a cycle of 26 days. Oviposition presented when temperatures increased; the greater amount of eggs was in the middle of the leaves. Hatching was faster at the ends and in the vicinity of the ribs, followed by foil leaves. In the last fifteen days squash were subject to water stress to speed up the hatching of eggs, bringing abortion of flowers and eventually fruit. Average oviposition was 174 eggs, 169 nymphs and 75 adults per leaf.

The importance of the temperature, relative humidity and solar radiation in relation to the dispersion, distribution and population dynamics of controlling whitefly longevity is, the biological cycle, and they are major abiotic enemies. The result of experimentation with the whitefly population on a crop is to know its dynamics in each of its stages

Optimal reproduction point was between 10:00 and 12:00 hours with temperatures above 23°C, relative humidity greater than 50% and Solar radiation up to 457.1 watts/m².

The agroclimatic model incorporates relative humidity and solar radiation as additional abiotic conditions on the temperature, the models mentioned in the introduction are based only on temperature; whereby the agroclimatic model is suitable to predict the behavior of the whitefly.

The use of this model is important to predict the population on a crop, helping technicians to maintain low pest economic thresholds, following the principles of integrated pest management; must be control the weather lowering greenhouse temperature (below 30 ° C), keeping the relative humidity below 60% and have plastic cover to keep the solar radiation below 500 watts/m².

REFERENCES

- [1] R. Guevara-Gonzalez and I. Torres-Pacheco, "Mathematical Modeling of Biosystems," in Biosystems Engineering: Biofactories for Food Production in the Century XXI, 1st ed. Switzerland, Springer International Publishing, 2014, pp. 51–65.
- [2] P. M. Hulsas-Jordaan, and J. C. van Lenteren, "The parasite-host relationship between Encarsia formosa (Hymenoptera: Aphelinidae) and Trialeurodes vaporariorum (Homoptera: Aleyrodidae). XXXI. Modelling population growth of greenhouse whitefly". Agricultural University Wageningen papers, vol. 89, no. 2. 1989.
- [3] P. Barranco, F. Pascual, T. Cabello, "Modelización del desarrollo postembrionario de Dociostaurus maroccanus (Thunberg, 1815). Boletín de sanidad vegetal. Plagas, ISSN 0213-6910. Vol. 25, no. 2, pp. 241-254. Jan. 1999.
- [4] Monitoreo de mosquita blanca con trampas amarillas. (2014). Junta Local de Sanidad Vegetal del Valle de Yaqui. Available: <http://www.jlsvyaqui.org.mx/index.htm>
- [5] R. F. Morris, W. C. Fulton. "Models for the development and survival of Hypantria cuea in relation to temperature and humidity". Mem. Entomol. Soc. Can. Vol. 70, pp. 1-60. Jan. 1970.
- [6] J. A. Logan, D. J. Wollkind, S. C. Hoyt, L. K. Tanigoshi. "An analytic model for description of temperature dependent rate phenomena in arthropods". Environ. Entomol. vol. 6, pp. 1133-1140. Dec. 1976.
- [7] D. J. Lactin, N. J. Holliday, D. L. Johnson, R. Craigen. "Improved rate model of temperature-dependent development by arthropods". Environ. Entomol. Vol. 24, no. 1, pp. 68-75. Feb. 1995.
- [8] J. F. Brière, P. Pracros, A. Le Roux, J. S. Pierre. "A novel rate model of temperature dependent development for arthropods". Environ. Entomol. Vol. 28, no. 1, pp. 22-29. Feb. 1999.
- [9] G. L. Curry, R. M. Feldman, "Mathematical Foundations of Population Dynamics", Texas A&M University Press, College Station, TX, 1987.
- [10] P. Shi, F. Ge, Y. Sun, C. Chen. "A simple model for describing the effect of temperature on insect developmental rate". Journal of Asia-Pacific Entomology, vol. 14, no. 1, pp. 15–20, Mar. 2011.
- [11] O. Bonato, A. Lurette, C. Vidal, J. Fargues. "Modelling temperature-dependent bionomics of *Bemisia tabaci* (Q-biotype)". Physiological Entomology, vol. 32, pp. 50–55. Mar. 2007.
- [12] J. H. M. Thornley, J. France, James (Jim) France. "Mathematical Models in Agriculture: Quantitative Methods for the Plant, Animal and Ecological Sciences". CAB International, 2006, pp. 3 – 55.
- [13] John H. M. Thornley, Ian R. Johnson. "Plant and Crop Modeling: A Mathematical Approach to Plant and Crop Physiology". Clarendon Press, Oxford, 1990, pp. 660.
- [14] MathWorks. (2014) MATLAB webpage. [Online]. Available: <http://www.mathworks.com/>
- [15] M. Muñoz, G. Nombela. "Differential variation in development of the B- and Q-biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) on sweet pepper at constant temperatures". Environ. Entomol. Vol. 30. No. 4, pp. 720 – 727. Mar. 2001.
- [16] X. Cui, F. Wan, M. Xie, T. Liu. "Effects of heat shock on survival and reproduction of two whitefly species, *Trialeurodes vaporariorum* and *Bemisia tabaci* biotype B". Journal of Insect Science vol. 8, no. 24. Pp. 1-10. May. 2008.
- [17] Y. C. Drost, J. C. van Lenteren, H. J. W. van Roermund. "Life-history parameters of different biotypes of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in relation to temperature and hostplant: a selective review". Bulletin of Entomol. Research, no. 88, pp. 219 – 229. Jun. 1998
- [18] J. L. Bi, N. C. Toscano, G. R. Ballmer, "Seasonal population dynamics of the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) on strawberries in Southern California". J. Econ. Entomol. Vol. 95, pp. 1179-1184. Jul. 2002.
- [19] C. Cardona, I. Rodríguez, J. Bueno, X. Tapia. "Biología y manejo de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* en habichuela y frijol". Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Vol. 345, pp. 2 - 47. 2005
- [20] T. Amateco, J. A. Escobar, J. N. Dyer, "Caracterización de materiales no lineales". Sociedad Mexicana de Ingeniería Estructural, A. C. XIII Congreso Nacional de Ingeniería Estructural. pp. 1229 – 1237. 2002.
- [21] K. Wang and J. H. Tsai. "Development and reproduction of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on five host plants". Annals of Entomological Society of America, vol. 89, pp. 375 – 384. Aug. 1996.
- * VEJAR-COTA, Guadalupe; ORTEGA-ARENAS, Laura Delia y CARAPIA-RUIZ, Vicente Emilio. Primer registro de la mosca blanca de los cereales *Aleurocybotus occiduus* Russell (Homoptera: Aleyrodidae) y su impacto potencial como plaga de gramíneas en el norte de Sinaloa. Acta Zool. Mex [online]. 2009, vol.25, n.1, pp. 33-48. ISSN 0065-1737.

6.3 Glosario de términos

Abióticas. Se refiere al componente o factor del medio ambiente que carece de vida pero que condiciona la existencia de seres vivos en un determinado sitio.

Áfidos. Familia de insectos que se alimentan de plantas.

Bióticos. Los organismos bióticos son, en biología o ecología, aquellos que comparten un mismo ambiente en un tiempo determinado capacidad de campo

Calibración. Es el proceso de alterar parámetros involucrados en el modelo para obtener un mejor ajuste entre lo simulado y lo real.

Densidad de población. Es el número de individuos por unidad de área o volumen.

Ecdisis. Cada vez que un ejemplar se libera de su exoesqueleto entero (muda o exuvia) resulta una ninfa de siguiente estadio de mayor tamaño que en el estado anterior. A este proceso se denomina ecdisis y está regulado básicamente por dos hormonas, la ecdisona y la hormona juvenil.

Emergencia. Es el brote de la planta fuera del sustrato.

Fenología: Cambios morfológicos visibles que se presentan durante el desarrollo de un organismo.

Fitófago: Animales que se alimentan de plantas.

Humedad relativa (HR %). La humedad relativa del aire se expresa como un porcentaje y representa la relación entre el agua o humedad que está en suspensión en el aire y la cantidad de agua o humedad que el aire podría absorber, a la misma temperatura, en condiciones de plena saturación. Es la medida del contenido de agua o humedad en el aire a cualquier temperatura indicada.

Imbibición. Es el movimiento de las moléculas de agua en sustancias como la madera o la gelatina, las que aumentan de volumen por la hidratación. Las semillas hidratadas pueden aumentar varias veces su volumen, gracias a la imbibición.

Malla antiáfidos. Protección de cultivos contra insectos (áfidos, trip, mosquita blanca, pulga y otros insectos pequeños) reduciendo la aplicación de productos insecticidas y químicos.

Ninfas. En los insectos con metamorfosis sencilla, estado juvenil de menor tamaño que el adulto, con incompleto desarrollo de las alas.

Nivel de daño económico (NDE). Es la densidad de la población de la plaga a la cual el costo de las actividades realizadas para su manejo y beneficio obtenido del cultivo son iguales; esta medida cuantitativa determina si un organismo puede considerarse como plaga en un tiempo determinado. El NDE es flexible y puede cambiar con el tiempo, lugar, variedad del cultivo, mercado al que va dirigido el producto; este valor decrece conforme el valor del cultivo se incrementa.

Patógeno. Organismo que ataca a otro organismo vivo y es capaz de causarle una enfermedad.

Peat moss. Es un material pardo oscuro, con buena retención de humedad, buena aireación y alto contenido de materia orgánica. Su componente principal es la mezcla de turba ligeramente descompuesta, sus características físicas y químicas son: pH (H₂O) de 3.5 – 5, conductividad eléctrica de <5 mS/m, salinidad de 1g/L, N (CaCl₂) de 180 mg/L, P₂O₅ (CAL) de 100 mg/L, K₂O (CAL) de 230 mg/L, granulometría de 0 – 7mm (Escrivá, 2010).

Perlita. Es una roca silíceas de origen volcánico blanco, se forma luego que ha sido expandido por calentamiento a casi 1000°C, su pH es neutro y retiene de 3 a 4 veces su peso en agua. La perlita es inerte y no absorbe agua solo la retiene para que esté disponible a la planta brinda muy buena aireación y ligereza (Escrivá, 2010).

Plántulas. En Botánica, más específicamente en plantas vasculares, se denomina plántula a cierta etapa del desarrollo del esporófito, que comienza cuando la semilla sale de su dormancia y germina, y termina cuando el esporofito desarrolla sus primeras hojas no cotiledonares. Una plántula típica consiste de tres partes principales: la radícula o raíz embrionaria, el hipocótilo o tallo embrionario y los

cotiledones además de una o dos de sus hojas verdaderas, por encima de los cotiledones.

Poiquilotermos. Se aplica al animal cuya temperatura corporal varía según la del medio ambiente ya que carece de mecanismos reguladores de la misma: todos los animales.

Posición general de equilibrio (PGE). Es el promedio de la densidad poblacional de la plaga a través de un largo periodo de tiempo. La densidad de la población fluctúa alrededor de la PGE como resultado de la interacción de los parasitoides, depredadores y patógenos.

RAS. Relación de absorción de sodio. Es un parámetro que refleja la posible influencia del ion sodio, respecto de los iones de calcio y magnesio sobre las propiedades del suelo, ya que tiene efectos dispersantes sobre los coloides del suelo y afecta a la permeabilidad.

Sustrato. Son el medio solido que le permite a la sus plantas aferrarse y mantenerse erguidas durante su crecimiento. Además de contener el agua y los nutrientes que estas necesitan. Los mejores sustratos son los que permiten la presencia del aire hasta un 35% y de un 60% de agua en relación con el volumen total.

Tezontle. Es una roca roja de origen volcánico (ígneas) que se ubica en las laderas de los cerros, volcanes y depresiones. Se produce a partir de piedra pómez, arena y magma. Su aspecto es deteriorado y esponjoso y algunas veces se convierte en una piedra dura. Se emplea en la construcción de casas o diques, y en la industria minera por ser rico en minerales como calcio y zinc. El tezontle tiene componentes a partir del bióxido de hierro, de ahí de su color rojizo. Es una piedra que no pesa, su textura es vesicular, burbujeada y porosa, de ahí de su esponjosidad. Entre sus propiedades se encuentra la de guardar el calor, pero no es permeable ni aislante.

Umbral económico (UE). Se define como la densidad poblacional de la plaga a la cual las medidas de control deberían aplicarse para prevenir que su incremento alcance el nivel de daño económico; este siempre representa una

densidad de la población de la plaga más baja que el NDE. Determinarlo es complejo, ya que se basa en detalladas operaciones que involucran muchas variables, como: valor del cultivo, la resistencia de la planta, la relación de la plaga con los enemigos naturales, consecuencias ambientales y económicas de aplicar las medidas de control.

Vector. Organismo capaz de adquirir, conservar y transmitir a una planta un agente patógeno que eventualmente infectará y provocará en ella una enfermedad

Venación. Disposición de las venas o nervios en la hoja.

6.4 Programas de Matlab

6.4.1 Modelo caja negra.

Se necesita un archivo de texto llamado 'mod.txt' con los datos obtenidos de temperatura, humedad relativa, radiación solar, número de huevecillos, ninfas y adultos.

A text file called 'mod.txt' with data from temperature, relative humidity, solar radiation, number of eggs, nymphs and adults is needed.

```
clc;
clear all;
close all;
d=3*(1:16)';
%cargar archivo con datos
mod3=load('datosciclo2.txt');
mod3;
t=mod3(:,1);
h=mod3(:,4);
r=mod3(:,5);
yh=mod3(:,6);
yn=mod3(:,7);
ya=mod3(:,8);
A=[d t h r t.^2 h.^2];
%huevecillos
uh=inv(A'*A)*A'*yh;
estimadoh=uh(1)*d+uh(2)*t+uh(3)*h+uh(4)*r+uh(5)*t.^2+uh(6)*h.^2;
figure (1); plot(d,yh,'.',d,estimadoh);zoom; %title('Eggs');
xlabel('Number of days', 'fontsize', 12)
ylabel('Number of eggs', 'fontsize', 12)
%ninfas
A=[d t h r t.^2 h.^2 r.^2];
un=inv(A'*A)*A'*yn;
estimadon=un(1)*d+un(2)*t+un(3)*h+un(4)*r+un(5)*t.^2+un(6)*h.^2+un(7)*r.^2;
figure (2); plot(d,yn,'.',d,estimadon);zoom;%title('Nymphs');
xlabel('Number of days', 'fontsize', 12)
ylabel('Number of nymphs', 'fontsize', 12)
%adultos
A=[d t h r t.^2 h.^2];
ua=inv(A'*A)*A'*ya;
```

```

estimadoa=ua(1)*d+ua(2)*t+ua(3)*h+ua(4)*r+ua(5)*t.^2+ua(6)*h.^2;
figure (3); plot(d,ya,'.',d,estimadoa);zoom;%title('Adults');
xlabel('Number of days', 'fontsize', 12)
ylabel('Number of adults', 'fontsize', 12)

Rh=corrcoef(yh,estimadoh);
Rn=corrcoef(yn,estimadon);
Ra=corrcoef(ya,estimadoa);

```

6.4.1.1 Programa de correlación.

```

carga=load('carga2h.txt');
carga;
p1=carga(:,1);
p2=carga(:,2);
p3=carga(:,3);
p4=carga(:,4);
p5=carga(:,5);
p6=carga(:,6);
p7=carga(:,7);
p8=carga(:,8);
p9=carga(:,9);
p10=carga(:,10);
p11=carga(:,11);
p12=carga(:,12);
est=carga(:,13);
Dato_Medido=cat(1,p1,p2,p3,p4,p5,p6,p7,p8,p9,p10,p11,p12);
Dato_Estimado=cat(1,est,est,est,est,est,est,est,est,est,est,est,est);
desvx=Dato_Medido-mean(Dato_Medido);
desvy=Dato_Estimado-mean(Dato_Estimado);
sumap=sum(desvx.*desvy);
sumax=sum(desvx.^2);
r=sumap/sqrt(sumax*sum(desvy.^2));
% cdet= r.^2;
% R = %%cdet(1,2);
figure;
x=[Dato_Medido;400];
b = [sumap/sumax (mean(Dato_Estimado)-
mean(Dato_Medido)*sumap/sumax)];
yp=b(2)+b(1)*x;
plot(Dato_Medido,Dato_Estimado, '.',x, yp,'r');
%xlabel('Huevecillos medidos (individuos)', 'fontsize', 24);ylabel('Huevecillos
estimados (individuos)', 'fontsize', 24);

```

```

xlabel('Ninfas medidas (individuos)', 'fontsize', 24); ylabel('Ninfas estimadas
(individuos)', 'fontsize', 24);
xlabel('Adultos medidos (individuos)', 'fontsize', 24); ylabel('Adultos estimados
(individuos)', 'fontsize', 24);
axis auto;
zoom on;

```

6.4.2 Modelo de caja blanca.

6.4.2.1 Función de algoritmos genéticos.

```
function [y, e, Posicion, s]=ag(M,z)
```

```

%p=20; %porcentaje para la estimación
%x=[0.25 0.30 0.1 1]; % valores de a y b de la funcion logistica
x=[0.14 0.009 0.1 1]; % valores de a y b de la funcion logistica para
%huevos
% exp 3 a=.230666, b=.03797
% a=0.24796, b=.04254
%exp 2 a=.12326 .01069

pob=40; % numero de elementos de la poblacion (a y b calculadas) solo para
algoritmos geneticos, nada q ver con la poblacion de moscas
param=length(x); % numero de coeficientes a buscar
indice=zeros(pob,1);
bm=5; % el valor de bm es sugiere Michalewicz
y=zeros(pob,param); % y matriz de elementos de la pob
padre1=zeros(pob/2,param);
padre2=padre1;
e=zeros(pob,1); % e vector para guardar los valores que toma la funcion
objetivo
limS=ones(1,param);
limI=limS; % limites
for i=1:param,
    limI(i)=x(i)-2*abs(x(i)); % lim inferior
    limS(i)=x(i)+2*abs(x(i)); % lim superior
end
[dias, H_a, N_a, A_a, igddt,dhr, prs]=prueba300614(z); %
DATOS=A_a;
po=DATOS(1)+0.01;
N=length(H_a); % porcentaje de datos
%DATOS=A_a(1:N-1);
%N=length(DATOS); % porcentaje de datos
for i=1:pob, % generacion de la poblacion inicial

```

```

for j=1:param,
    y(i,j)=x(j)+(-1)^round(rand)*x(j)*rand/3;
end
end
for j=1:M, % busqueda del optimo en max M iteraciones
    for i=1:pob, %evaluacion de la funcion obj para cada uno de los elem de la pob
        x=y(i,:); %cambio de parametros
        e(i)=Jx(x,DATOS,igddt, dhr,dias,po); %x=conj de parametros, en esta e se
almacena el error sumado = S
        indice(i)=i;
    end
    % GuardaParam ("ParamAG.txt", e, y,pob,param,j);
    for i=1:pob, % desordena los indices de e()
        sel1=floor(rand*(pob-1))+1;
        sel2=floor(rand*(pob-1))+1;
        temp=indice(sel1);
        indice(sel1)=indice(sel2);
        indice(sel2)=temp;
    end
    for i=1:2:pob,
        if e(indice(i))<e(indice(i+1))
            for k=1:param,
                padre1((i+1)/2,k)=y(indice(i),k);
            end
        else
            for k=1:param
                padre1((i+1)/2,k)=y(indice(i+1),k);
            end
        end
    end
end
for i=1:pob, % desordena los indices en indice()
    sel1=floor(rand*(pob-1))+1;
    sel2=floor(rand*(pob-1))+1;
    temp=indice(sel1);
    indice(sel1)=indice(sel2);
    indice(sel2)=temp;
end
for i=1:2:pob,
    if e(indice(i))<e(indice(i+1))
        for k=1:param,
            padre2((i+1)/2,k)=y(indice(i),k);
        end
    else
        for k=1:param,
            padre2((i+1)/2,k)=y(indice(i+1),k);
        end
    end
end
end

```

```

end
for i=1:2:pob, % genera los nuevos hijos
    cruce1=2+floor(rand*(param/2-1)); % primer pto de cruzamiento
    cruce2=cruce1+2+floor(rand*(param-cruce1-2)); % segundo pto de
cruzamiento
    for k=1:param,
        if k<cruce1
            y(i,k)=padre1((i+1)/2,k);
            y(i+1,k)=padre2((i+1)/2,k);
        else if and(cruce1<=k, k<cruce2)
            y(i,k)=padre2((i+1)/2,k);
            y(i+1,k)=padre1((i+1)/2,k);
        else
            y(i,k)=padre1((i+1)/2,k);
            y(i+1,k)=padre2((i+1)/2,k);
        end
    end
end
end
for i=1:pob, % mutacion no uniforme de los hijos generados
    muta=1+floor(rand*(param-1));
    resp=round(rand);
    rm=rand;
    if resp==1
        delta=(limS(muta)-y(i,muta))*(1-rm^((1-j/M)^bm));
        y(i,muta)=y(i,muta)+delta;
    else
        delta=(y(i,muta)-limI(muta))*(1-rm^((1-j/M)^bm));
        y(i,muta)=y(i,muta)-delta;
    end
end
end
j;
end
for i=1:pob, %evaluacion de la funcion obj para cada uno de los elem de la pob
    x=y(i,:);
    e(i)=Jx(x,DATOS,igddt,dhr,dias,po);
end
% GuardaParam ("ParamAG.txt", e, y,pob,param,j);
minimo=e(1);
Posicion=1;
for i=2:pob, % busca el indice donde esta el min de la fun objetivo
    if (e(i)<minimo)
        minimo=e(i);
        Posicion=i;
    end
end
end

```

```
s=comparacion(y(Posicion,:),z,DATOS,po);
```

6.4.2.2 Función de ecuaciones.

```
function y=fx(x,t,igddt,dhr,po, yant)
```

```
%po=0.01;  
% solución de la ecuación logística, Zill. Capítulo 3. Modelado con ecuaciones  
diferenciales de primer orden, pp. 88  
%P(r)= aPo/bPo+(a-bPo)e(-at)  
%y=(x(1)*po)/(x(2)*po+((x(1)-x(2)*po)*(exp(-x(1)*t))));  
% Verhulst logistic equation, señalado por Moreno (1994). MORENO, R., 1994:  
El papel de la epidemiología en la  
%protección fitosanitaria. En: R. MORENO (Ed.): Sanidad vegetal en la  
horticultura protegida. Consejería  
%de Agricultura y Pesca, Junta de Andalucía, Sevilla,263-276  
%x(3)=c  
%y=((po*(exp(x(1)*t)))/(1+(exp(x(1)*t)-1)*po*x(2)))+x(3)*igddt*po;  
%y=((po*(exp(x(1)*t)))/(1+(exp(x(1)*t)-1)*po/x(2)*exp(x(3)*igddt)));  
  
%% http://prezi.com/t\_gqp8mfp-if/ecuacion-logistica/  
y=po*x(1)/(po*x(2)+(x(1)-x(2)*po)*exp(-x(1)*igddt))+x(3)*exp(-  
dhr);%+x(4)*yant;%calculo  
%de los adultos  
%y=po*x(1)/(po*x(2)+(x(1)-x(2)*po)*exp(-  
x(1)*igddt))+x(3)*(dhr).^2;%+x(4)*yant;%calculo de las ninfas y huevos  
%log(igddt);%*exp(-x(4)*igddt);
```

6.4.2.3 Función de minimización de errores.

```
function er=Jx(x,Y,igddt,dhr,dias,po)  
% esta es la funcion de minimizacion de los errores al cuadrado  
%Y=datos reales  
%x son los parametros a y b  
%y= estimado;  
n=length(igddt);  
y=zeros(n,1);  
er=0;  
y(1)=po;  
for i=2:n,  
    y(i)=fx(x,dias(i),igddt(i),dhr(i),po,Y(i-1));  
    term=abs(Y(i)-y(i));
```



```

er=er+term;

%   if i==dias(k)
%       term=abs(Y(k)-y(k));
%       er=er+term;
%       k=k+1;
%   end
end

```

6.4.2.4 Función de prueba.

```

function [dias, H_a, N_a, A_a, igddt, dhr,prs]=prueba300614(z)
%Hacer un menu para cargar archivos de excel
if z==2
clima=xlsread('Exp2.xlsx',1,'A2:G45');
datos=xlsread('Exp2.xlsx',2,'A2:D15');
elseif z==3
clima=xlsread('Exp3.xlsx',1,'A2:G55');
datos=xlsread('Exp3.xlsx',2,'A2:D15');
datos(:,2)=12*datos(:,2)/7;
datos(:,3)=12*datos(:,3)/7;
datos(:,4)=12*datos(:,4)/7;
elseif z==4
clima=xlsread('Exp4.xlsx',1,'A2:G41');
datos=xlsread('Exp4.xlsx',2,'A2:D12');
else
clima=xlsread('Exp5a.xlsx',1,'A2:G48');
datos=xlsread('Exp5a.xlsx',2,'A2:D16');
end

%Cargar desde excel la hoja de temperaturas
d=clima(:,1);
tmax=clima(:,2);
tmin=clima(:,3);
%Cargar desde excel las hum rel max y min
hrmax=clima(:,6);
hrmin=clima(:,7);
dhr=hrmax-hrmin;
%Cargar radiacion solar
rsmx=clima(:,4);
rsmin=clima(:,5);
prs=(rsmx+rsmin)/2;
%Cargar desde excel la hoja de mosquitas

```

```

dias=datos(:,1);
H=datos(:,2);
N=datos(:,3);
A=datos(:,4);
%Dosel=datos(:,5);
%funcion de cálculo de grados dia
gddt=GradosDiaDesarrollo(d, tmax, tmin);
igddt=gddt(dias);
n=length(dias);

%%
dd=[1 26.669 %mediciones dias-dosel
3 35.449
5 61.051
8 96.409
10 116.888
12 137.589
15 140.538
17 146.586
19 148.136
22 206.690
24 214.90
26 247.58
29 307.65
31 197.95
33 155.21
36 139.304
38 132.625
40 130.998
43 129.164
45 125.983
47 121.822
50 99.975];
k=length(dd(:,1));
%A=[ones(k-2,1) dd(3:k,1) dd(3:k,1).^2 dd(1:k-2,2) dd(2:k-1,2)];
M=[ones(k,1) dd(1:k,1) dd(1:k,1).^2 dd(1:k,1).^3 dd(1:k,1).^4 dd(1:k,1).^5];
u=inv(M*M)*M*dd(1:k,2);%u=[-0.165003993653473;1.01180858178752]
dosel=u(1)+u(2)*(1:dias(n))+u(3)*(1:dias(n)).^2+u(4)*(1:dias(n)).^3+u(5)*(1:dias(n)).^4+u(6)*(1:dias(n)).^5;
%figure (1); plot(dd(:,1),dd(:,2),1:dias(n),1.2*estim,'.',k,u);zoom;
%%title('Dosel');
%%
H_a=zeros(n,1);%huevecillos acumulados
N_a=zeros(n,1);%ninfas acumulados
A_a=zeros(n,1);%adultos acumulados
% division por el dosel # individuos/cm^2
H_a(1)=H(1)/dosel(1);

```

```

N_a(1)=N(1)/dosen(1);
A_a(1)=A(1)/dosen(1);

for i=2:n
    H_a(i)=H_a(i-1)+H(i)/dosen(dias(i));
    N_a(i)=N_a(i-1)+N(i)/dosen(dias(i));
    A_a(i)=A_a(i-1)+A(i)/dosen(dias(i));
end
% A=[ones(n,1) dias];
% U=inv(A*A)*A'*igddt;
% apigddt=[ones(dias(n),1) (1:dias(n))']*U;

% subplot(2,2,1); plot(dias, H_a);
% subplot(2,2,2); plot(dias, N_a);
% subplot(2,2,3); plot(dias, A_a);
% subplot(2,2,4);
% plot(dias, igddt, 1:dias(n), apigddt);

```

6.4.2.5 Función de comparación.

```

function y=comparacion(x,z,DATOS,po)
%po=0.1;
[dias, H_a, N_a, A_a, igddt,dhr, prs]=prueba300614(z); %
n=length(dias); % no. de datos
y=zeros(n,1);
y(1)=po;
for i=2:n,
    y(i)=fx(x,dias(i),igddt(i),dhr(i),po,y(i-1));
end
l=find(y<0);
y(l)=0;
plot (dias,DATOS,dias,y)

```

6.4.2.6 Programa de dispersión.

```
%clc;
%clear all;
z=input('1-Huevecillos, 2-Ninfas, Adultos:') %menu para elegir la grafica del
estadio que se quiere
fprintf('Usted ingreso: %d',z);
%Hacer un menu para cargar archivos de excel
if z==1 %Elige huevos
clima=xlsread('disp2.xlsx',1,'A2:G48');
datos=xlsread('disp2.xlsx',2,'A2:M16');
a=0.04839;
b=0.004533;
c=-0.000222;
elseif z==2 %Elige ninfas
clima=xlsread('disp2.xlsx',1,'A2:G48');
datos=xlsread('disp2.xlsx',3,'A2:M16');
a=0.065747;
b=0.005737;
c=0.000047;
else %Elige adultos
clima=xlsread('disp2.xlsx',1,'A2:G48');
datos=xlsread('disp2.xlsx',4,'A2:M16');
a=0.002936;
b=0.000571;
c=0.11406;
end

%carga=load('carga2h.txt');
%carga;
%Cargar desde excel la hoja de huevos
dias=datos(:,1);
p1=datos(:,2);
p2=datos(:,3);
p3=datos(:,4);
p4=datos(:,5);
p5=datos(:,6);
p6=datos(:,7);
p7=datos(:,8);
p8=datos(:,9);
p9=datos(:,10);
p10=datos(:,11);
p11=datos(:,12);
p12=datos(:,13);
n=length(dias);
%Calculo de dosel
```

```

dd=[1 26.669 %mediciones dias-dosel
3 35.449
5 61.051
8 96.409
10 116.888
12 137.589
15 140.538
17 146.586
19 148.136
22 206.690
24 214.90
26 247.58
29 307.65
31 197.95
33 155.21
36 139.304
38 132.625
40 130.998
43 129.164
45 125.983
47 121.822
50 99.975];
k=length(dd(:,1));
%A=[ones(k-2,1) dd(3:k,1) dd(3:k,1).^2 dd(1:k-2,2) dd(2:k-1,2)];
M=[ones(k,1) dd(1:k,1) dd(1:k,1).^2 dd(1:k,1).^3 dd(1:k,1).^4 dd(1:k,1).^5];
u=inv(M'*M)*M'*dd(1:k,2);%u=[-0.165003993653473;1.01180858178752]
dosel=u(1)+u(2)*(1:dias(n))+u(3)*(1:dias(n)).^2+u(4)*(1:dias(n)).^3+u(5)*(1:dias(n)).^4+u(6)*(1:dias(n)).^5;
%figure (1); plot(dd(:,1),dd(:,2),1:dias(n),1.2*estim,'l',k,u);zoom;
%%title('Dose!');
P1a=zeros(n,1);%planta1
P2a=zeros(n,1);%planta2
P3a=zeros(n,1);%planta3
P4a=zeros(n,1);%planta4
P5a=zeros(n,1);%planta5
P6a=zeros(n,1);%planta6
P7a=zeros(n,1);%planta7
P8a=zeros(n,1);%planta8
P9a=zeros(n,1);%planta9
P10a=zeros(n,1);%planta10
P11a=zeros(n,1);%planta11
P12a=zeros(n,1);%planta12
% division por el dosel # individuos/cm^2
P1a(1)=p1(1)/dosel(1);
P2a(1)=p2(1)/dosel(1);
P3a(1)=p3(1)/dosel(1);
P4a(1)=p4(1)/dosel(1);

```

```

P5a(1)=p5(1)/dosel(1);
P6a(1)=p6(1)/dosel(1);
P7a(1)=p7(1)/dosel(1);
P8a(1)=p8(1)/dosel(1);
P9a(1)=p9(1)/dosel(1);
P10a(1)=p10(1)/dosel(1);
P11a(1)=p11(1)/dosel(1);
P12a(1)=p12(1)/dosel(1);
for i=2:n
    P1a(i)=P1a(i-1)+p1(i)/dosel(dias(i));
    P2a(i)=P2a(i-1)+p2(i)/dosel(dias(i));
    P3a(i)=P3a(i-1)+p3(i)/dosel(dias(i));
    P4a(i)=P4a(i-1)+p4(i)/dosel(dias(i));
    P5a(i)=P5a(i-1)+p5(i)/dosel(dias(i));
    P6a(i)=P6a(i-1)+p6(i)/dosel(dias(i));
    P7a(i)=P7a(i-1)+p7(i)/dosel(dias(i));
    P8a(i)=P8a(i-1)+p8(i)/dosel(dias(i));
    P9a(i)=P9a(i-1)+p9(i)/dosel(dias(i));
    P10a(i)=P10a(i-1)+p10(i)/dosel(dias(i));
    P11a(i)=P11a(i-1)+p11(i)/dosel(dias(i));
    P12a(i)=P12a(i-1)+p12(i)/dosel(dias(i));
end
%Cargar desde excel la hoja de temperaturas
d=clima(:,1);
tmax=clima(:,2);
tmin=clima(:,3);
%Cargar desde excel las hum rel max y min
hrmax=clima(:,6);
hrmin=clima(:,7);
dhr=hrmax-hrmin;
tu=38;
tl=10;
n=length(d);
gdd=zeros(n,1);
gdd=0;
i=1;
if tmax(i)>tu && tmin(i)>tu %totalmente sobre ambos umbrales
    gdd=(tu-tl)/2;
elseif tmax(i)<tl && tmin(i)<tl %totalmente debajo de ambos umbrales
    gdd=0;
elseif tmax(i)<tu && tmin(i)>tl %enteramente entre ambos umbrales
    gdd=(6*(tmax(i)+tmin(i)-2*tl))/24;
elseif tmax(i)>tu && tmin(i)<tl %interceptado por ambos umbrales
    gdd=((6*(tmax(i)-tl)^2)/(tmax(i)-tmin(i)))- (6*(tmax(i)-tu)^2)/(tmax(i)-
tmin(i)))/24;
elseif tmax(i)<tu && tmin(i)<tl %interceptado por el umbral más bajo
    gdd=((6*(tmax(i)-tl)^2)/(tmax(i)-tmin(i)))/24;

```

```

elseif tmax(i)>tu && tmin(i)>tl %interceptdo por el umbral superior
    gdd= ((6*(tmax(i)+tmin(i)-2*tl))/24)-((6*(tmax(i)-tu)^2)/(tmax(i)-
tmin(i))/24);
    else
        disp('no se que paso');
end

gddt(i)=gdd;

for i=2:n
if tmax(i)>tu && tmin(i)>tl %totalmente sobre ambos umbrales
    gdd=(tu-tl)/2;
elseif tmax(i)<tl && tmin(i)<tl %totalmente debajo de ambos umbrales
    gdd=0;
elseif tmax(i)<tu && tmin(i)>tl %enteramente entre ambos umbrales
    gdd=(6*(tmax(i)+tmin(i)-2*tl))/24;
elseif tmax(i)>tu && tmin(i)<tl %interceptado por ambos umbrales
    gdd=(((6*(tmax(i)-tl)^2)/(tmax(i)-tmin(i)))- (6*(tmax(i)-tu)^2)/(tmax(i)-
tmin(i))))/24;
elseif tmax(i)<tu && tmin(i)<tl %interceptado por el umbral más bajo
    gdd=((6*(tmax(i)-tl)^2)/(tmax(i)-tmin(i)))/24;
elseif tmax(i)>tu && tmin(i)>tl %interceptdo por el umbral superior
    gdd= ((6*(tmax(i)+tmin(i)-2*tl))/24)-((6*(tmax(i)-tu)^2)/(tmax(i)-
tmin(i))/24);
    else
        disp('no se que paso');
    end

    gddt(i)=gddt(i-1,1)+gdd;
end
igddt=gddt(dias);
po=0.1;
if z==1 %Elige huevos
y=po*a./(po*b+(a-b*po).*exp(-a*igddt))+c*dhr(dias).^2;
l=find(y<0);
y(l)=0;
elseif z==2 %Elige ninfas
y=po*a./(po*b+(a-b*po).*exp(-a*igddt))+c*dhr(dias).^2;
l=find(y<0);
y(l)=0;
else %Elige adultos
y=po*a./(po*b+(a-b*po).*exp(-a*igddt))+exp(-dhr(dias));
l=find(y<0);
y(l)=0;
end
Dato_Medido=cat(1,P1a,P2a,P3a,P4a,P5a,P6a,P7a,P8a,P9a,P10a,P11a,P12a);
Dato_Estimado=cat(1,y,y,y,y,y,y,y,y,y,y,y);

```

```

desvx=Dato_Medido-mean(Dato_Medido);
desvy=Dato_Estimado-mean(Dato_Estimado);
sumap=sum(desvx.*desvy);
sumax=sum(desvx.^2);
r=sumap/sqrt(sumax*sum(desvy.^2));
% cdet= r.^2;
% R = %%cdet(1,2);
figure;
x=[Dato_Medido;2.5];
b = [sumap/sumax (mean(Dato_Estimado)-
mean(Dato_Medido)*sumap/sumax)];
yp=b(2)+b(1)*x;
plot(Dato_Medido,Dato_Estimado, '.',x, yp,'r');
xlabel('Densidad medida(individuo/cm ^2)','fontsize', 24);ylabel('Densidad
estimada(individuo/cm ^2)','fontsize', 24);
axis auto;
zoom on;

```


6.5 Cálculo de los grados día con el método del triángulo simple.

	A	B	C	D	E	F	G	H	I
1	Fecha	Día	Tmax	Tmin	T _U	T _L	Max>T _U	Min>T _U	°D - sobre ambos umbrales = T _U - T _L /2
2	20/05/2014	0	28.9	9.2	38	10	=SI(C2>E2,1,0)	=SI(D2>E2,1,0)	=SI(((G2+H2)=2),((E2-F2)/2),0)
3	21/05/2014	1	28.4	10.8	38	10	=SI(C3>E3,1,0)	=SI(D3>E3,1,0)	=SI(((G3+H3)=2),((E3-F3)/2),0)
4	22/05/2014	2	26.8	12.9	38	10	0.0	0.0	0.0
5	23/05/2014	3	25.2	16.0	38	10	0.0	0.0	0.0
6	24/05/2014	4	26.9	15.1	38	10	0.0	0.0	0.0

	J	K	L	M	N	O
1	Max<T _L	Min<T _L	°D - debajo ambos umbrales = 0	Max<T _U	Min>T _L	°D - entre ambos umbrales
2	=SI(C2<F2,1,0)	=SI(D2<F2,1,0)	=SI((J2+H2)=2,0,0)	=SI((C2<E2),1,0)	=SI((D2>F2),1,0)	=SI((M2+N2)=2,(6*(C2+D2-(2*F2))/24),0)
3	=SI(C3<F3,1,0)	=SI(D3<F3,1,0)	=SI((J3+H3)=2,0,0)	=SI((C3<E3),1,0)	=SI((D3>F3),1,0)	=SI((M3+N3)=2,(6*(C3+D3-(2*F3))/24),0)
4	0.0	0.0	0.0	1.0	1.0	4.9
5	0.0	0.0	0.0	1.0	1.0	5.3
6	0.0	0.0	0.0	1.0	1.0	5.5

P	Q	R	S	T	
1	°D - interceptado por ambos umbrales	°D - interceptado por el umbral más bajo	°D - interceptado por el umbral superior	Grados día	Grados día Acumulados
2	$=SI((G2+K2)=2,(((6*(C2-F2)^2)/(C2-D2))-((6*(C2-E2)^2)/(C2-D2)))/24,0)$	$=SI((M2+K2)=2,(((6*(C2-F2)^2)/(C2-D2))-((6*(C2-E2)^2)/(C2-D2)))/24,0)$	$=SI((G2+N2)=2,(((6*(C2+D2-2*F2)))/24)-((6*(C2-E2)^2)/(C2-D2)/24),0)$	$=SI(I2=0,SI(L2=0,SI(O2=0,SI(P2=0,SI(Q2=0,SI(R2=0,0,R2),Q2),P2),O2),L2),I2)$	$=S2$
3	$=SI((G3+K3)=2,(((6*(C3-F3)^2)/(C3-D3))-((6*(C3-E3)^2)/(C3-D3)))/24,0)$	$=SI((M3+K3)=2,(((6*(C3-F3)^2)/(C3-D3))-((6*(C3-E3)^2)/(C3-D3)))/24,0)$	$=SI((G3+N3)=2,(((6*(C3+D3-2*F3)))/24)-((6*(C3-E3)^2)/(C3-D3)/24),0)$	$=SI(I3=0,SI(L3=0,SI(O3=0,SI(P3=0,SI(Q3=0,SI(R3=0,0,R3),Q3),P3),O3),L3),I3)$	$=T2+S3$
4	0.0	0.0	0.0	4.9	14.3
5	0.0	0.0	0.0	5.3	19.6
6	0.0	0.0	0.0	5.5	25.1

6.6 Monitoreo de mosquita blanca (Cortez-Mondaca, 2011)

Esta práctica es de suma importancia, puesto que permite conocer el desarrollo de la fenología de un insecto y de su densidad poblacional en el agroecosistema (cultivo y medio ambiente), explicarlo y predecirlo. Finalmente, es mediante el monitoreo que se debe tomar la decisión de implementar o no una medida o acción de control.

Es muy importante la técnica de muestreo, pues, en suma, conforma el monitoreo y el criterio de decisión a tomar para que el manejo de la plaga sea uniforme entre los entomólogos, dedicados a la asesoría técnica, y los productores agrícolas. En diferentes cultivos, el muestreo y los criterios de decisión ya están bien definidos, ejemplo:

6.6.1 Técnica de muestreo binomial negativa para mosquita blanca en algodnero:

1. Inspeccionar el cultivo dos veces por semana, durante las dos horas siguientes a la salida del Sol.
2. Iniciar la inspección del adulto de mosquita blanca en plantas, al menos 10 surcos dentro del cultivo, con selección de plantas en desarrollo normal, separadas 5 metros entre sí.
3. Seleccionar y voltear, cuidadosamente, la hoja del quinto nudo apical (contando de arriba hacia abajo) del tallo principal. Si la planta presenta menos de cinco hojas, se revisa la más desarrollada.
4. Las hojas con tres adultos o más se consideran infestadas -no es necesario contar el número exacto de insectos-; una hoja con menos de tres adultos no se considera infestada.
5. Se inspeccionan 50 hojas (por cada 30 hectáreas o menos) en dos series de 25 hojas, en dos sitios diferentes del lote, recorriendo el cultivo en forma diagonal o en zigzag, en la superficie del lote.

6. Se calcula el porcentaje de hojas infestadas con la siguiente operación:

$$\% \text{ hojas infestadas} = \frac{\text{No. hojas infestadas}(100)}{\text{no. hojas muestreadas}}$$

7. Se selecciona el umbral económico, de acuerdo al Cuadro 6.1.

Tabla 6.1 Criterios de selección del umbral de acción.

Umbral de adultos por hoja	% de hojas infestadas	Criterio
5	57	
6	64	En general se recomienda el umbral de acción del 70% de hojas infestadas (igual a siete adultos por hoja), para la ejecución del control químico.
7	70	
8	75	
9	79	
10	82	

Consideración: de acuerdo al desarrollo y vigor del cultivo, a la proximidad del algodón con otros cultivos hospedantes de mosquita blanca, a la presencia de fauna benéfica y a las condiciones climáticas específicas del sitio del cultivo, el umbral de acción puede ser mayor o menor.

6.6.2 Técnica de muestreo binomial negativa para mosquita blanca en melón, sandía y calabaza:

1. Inspeccionar el cultivo dos veces por semana, durante las dos horas siguientes a la salida del Sol.

2. Iniciar la inspección del adulto de mosquita blanca en plantas, al menos 10 surcos dentro del cultivo, con selección de plantas en desarrollo normal, separadas 5 metros entre sí.
3. Se selecciona la hoja del cuarto nudo apical (de la punta de la guía hacia el tallo) o la hoja más desarrollada, si la planta tiene menos de cuatro nudos.
4. Hoja con un adulto o más se considera infestada y con cero adultos, no infestada.
5. Se muestrean 200 hojas por lote (por cada 20 hectáreas o menos). Se inspeccionan 50 hojas en cada cuadrante del lote.
6. Se calcula el porcentaje de hojas infestadas con la siguiente operación:

$$\% \text{ hojas infestadas} = \frac{\text{No. hojas infestadas}(100)}{\text{no. hojas muestreadas}}$$
7. Se selecciona el umbral de acción, con el Cuadro 6.2.

Tabla 6.2 Criterios de selección del umbral de acción.

Umbral de adultos por hoja	Porcentaje de hojas infestadas	Criterio
1 o menos	41 – 50	
De 1 - 2	51 – 60	En general se recomienda el umbral de acción del 70% de hojas infestadas (igual a tres adultos por hoja), para la ejecución del control químico.
De 2 – 3	61 – 70	
De 3 – 4	71 – 80	
De 4 – 7	81 – 90	
7 o más	91 - 100	

Consideración:

De acuerdo al desarrollo y vigor del cultivo, a la proximidad del cultivo con otros hospedantes de mosquita blanca, a la presencia de fauna benéfica y a las condiciones climáticas específicas del sitio del cultivo, el umbral de acción puede

ser mayor o menor. Se recomienda estar al pendiente de las inmigraciones de mosquita blanca, desde el trasplante del cultivo, mediante el establecimiento de trampas de impacto (trampas de cartulina color amarillo, con pegamento entomológico), en los márgenes de éste, sobre todo por donde arriban los vientos dominantes y en partes que colinden con cultivos hospederos del insecto.

Lo anterior, con el propósito de registrar la llegada del insecto, el sitio por dónde arriba, la cantidad relativa y el incremento en la inmigración de esta plaga. Las trampas colocadas en estacas deben estar, siempre, ligeramente más altas que el cultivo, para facilitar que el insecto las localice más fácilmente. Se puede utilizar una trampa cada 50 metros.

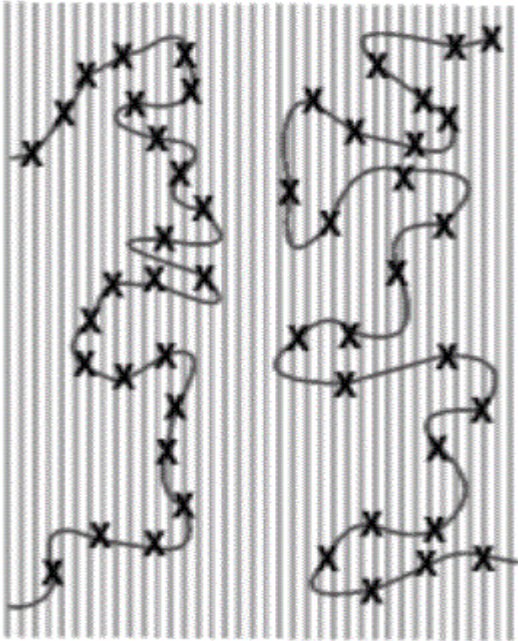
Otra técnica para monitorear adultos de mosquita blanca es mediante charolas de plástico amarillas, con agua jabonosa. Se colocan las charolas en diferentes sitios de los márgenes, unos cuantos metros (3 ó 5) dentro del cultivo; igual que para el caso de trampas amarillas con pegamento (de impacto). Las charolas deben estar siempre, ligeramente arriba del dosel del cultivo y colocadas, entre sí, cada 50 metros de distancia.

La inspección de las trampas de impacto o de charolas con agua jabonosa debe realizarse frecuentemente, si es posible a diario. El Grupo Técnico para la Campaña contra Mosquita Blanca, del estado de Sonora, elaboró dos formatos para el muestreo, uno para anotar los resultados de la inspección en cada predio (Cuadro 6.3) y el otro para ilustrar la forma en que se realiza el muestreo en la superficie del cultivo y definir criterios de porcentaje de infestación de la plaga (Cuadro 6.4). Estos formatos también se pueden utilizar en Sinaloa.

Tabla 6.3 Formato para anotar los resultados de la inspección de mosquita blanca en predios de cultivos hospederos.

Tarjeta de monitoreo binomial										
Fecha:	Block:	Lote:								
Hora:	Técnico:									
Productora:										
Puntos de muestreo 1 (adultos)										
±	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
±										
±	11	12	13	14	15	16	17	18	18	20
±										
±	21	22	23	24	25	Total				
±										
Puntos de muestreo 2 (adultos)										
±	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
±										
±	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
±										
±	21	22	23	24	25	Total				
±										
$\% \text{ hojas infestadas} = \frac{\text{No. hojas infestadas}(100)}{\text{no. hojas muestreadas}}$										

Tabla 6.4 Guía para muestreo y criterio para determinar % de infestación.

<p style="text-align: center;">Predio con hortalizas</p> 	<p style="text-align: center;">Cultivo</p>	<p style="text-align: center;">Hoja muestreada</p>	<p style="text-align: center;">Criterios de hojas infestadas</p>
	Sandía	4ª guía principal	1 por hoja o más
	Melón	4ª guía principal	1 por hoja o más
	Pepino	6ª guía principal	1 por hoja o más
	Calabaza	3ª guía principal	1 por hoja o más
	Tomate	3ª hoja	1 por hoja o más
	Chile	3ª hoja	1 por hoja o más
	Papa	3ª hoja	1 por hoja o más
	Tomatillo	3ª hoja	1 por hoja o más
	Brócoli	3ª hoja	1 por hoja o más
	Algodonero	5ª hoja	3 por hoja o más
	Tabaco	Hoja superior más desarrollada	3 por hoja o más
	Soya	3ª hoja	4 por hoja o más

La infestación de mosquita blanca en hortalizas debe de mantenerse por debajo del 60%

Las acciones técnicas que se deben aplicar en el territorio nacional para reducir los problemas con mosquita blanca, se contemplan en la Norma Oficial Mexicana NOM-020-FITO-1995 por la que se establece la campaña contra la mosquita blanca publicada en el Diario Oficial de la Federación el 27 de noviembre 1997.

Se basa en el manejo integrado de plagas (MIP), combinando las siguientes actividades: muestreo, identificación y diagnóstico, control cultural, control biológico, control químico, investigación, capacitación a técnicos y productores, y la divulgación de la importancia de la plaga y de las actividades para su control. Cancelada esta norma el 27 de Noviembre de 2002 y publicado en el Diario Oficial de la Federación.