

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

ESCUELA DE POSGRADO

MAESTRÍA EN ENTOMOLOGÍA



“*Bemisia afer* sensu lato Y SU RELACIÓN CON ALGUNOS VIRUS QUE
AFECTAN A *Ipomoea batatas* EN EL PERÚ”

Presentada por:

HEIDY ALCIRA GAMARRA YAÑEZ

TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE

MAGISTER SCIENTIAE EN ENTOMOLOGÍA

Lima - Perú

2015

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA

ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN ENTOMOLOGÍA

“*Bemisia afer* sensu lato Y SU RELACIÓN CON ALGUNOS VIRUS QUE
AFECTAN A *Ipomoea batatas* EN EL PERÚ”

TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE

Presentada por:

HEIDY ALCIRA GAMARRA YAÑEZ

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Mg. Sc. Gilberto Rodríguez Soto
PRESIDENTE

Mg. Sc. Clorinda Vergara Cobián
PATROCINADOR

Mg. Sc. Agustín Martos Tupes
MIEMBRO

Mg. Sc. Guillermo Sánchez Velásquez
MIEMBRO

DEDICATORIA

“Pon todo lo que hagas en manos del Señor y tus planes tendrán éxito”.
Proverbios 16:3.

Quiero dedicarle este trabajo a Dios que me ha dado la fortaleza para terminar este proyecto de investigación; en especial a mi mami por estar ahí cuando más la necesite, por su constante ayuda y cooperación, a mi papito por haberme dejado sus enseñanzas y principios que siempre me acompañan, a mis hermanos por su apoyo y a mi novio Jorge por apoyarme y ayudarme en todo momento.

A mis amigas:

Dina Gutierrez, Carolina Tasso, Anita Perez, Carola de la Torre, Segundo Fuentes, Octavio Zegarra, Jorge Tenorio, por su gran amistad, por el intercambio de ideas profesionales y por compartir gratos momentos llenos de alegrías, sinceridad y honestidad.

AGRADECIMIENTOS

Al Centro Internacional de la Papa (CIP) mediante el proyecto: Tropical Whitefly IPM Project.

Ph. D. L.F. Salazar, líder del proyecto por todo el apoyo brindado durante este trabajo.

Ph. D. Morales quien continuó con el liderazgo del proyecto y quien me brindó su apoyo y consejos profesionales que me sirvieron de guía para mi desarrollo profesional.

Mg. Sc. Segundo Fuentes, copatrocinador de esta tesis por su gran apoyo científico y logístico así como por sus consejos, y perseverancia, cualidades que me alentaron en la culminación de este trabajo.

Mg. Sc. Clorinda Vergara patrocinadora de esta investigación, por la revisión del presente trabajo de investigación, por sus consejos y guía profesional en el desarrollo de este trabajo de investigación.

Al personal administrativo, técnicos y becarios del CIP: Julia Zamudio, Hugo Espinoza, Luciano Ponce, Griselda Lay, Jorge Achata, Anita Perez, Milton Untiveros por su apoyo en este trabajo.

ÍNDICE GENERAL

RESÚMEN

ABSTRAC

CAPÍTULO I :	Introducción.....	1
CAPÍTULO II :	Revisión de literatura.....	4
2.1.	Ubicación taxonómica.....	4
2.2.	Distribución.....	4
2.3.	Hospedantes.....	4
2.4.	Biología.....	5
2.4.1.	Estados de desarrollo y algunos aspectos morfológicos de Familia Aleyrodidae.....	7
•	Huevo.....	7
•	Primer estado ninfal.....	9
•	Segundo estado ninfal.....	10
•	Tercer estado ninfal.....	11
•	Cuarto estado ninfal - pupario.....	12
•	Adulto.....	13
•	Proporción de sexos y partenogénesis.....	16
2.5.	Transmisión de virus.....	17

2.5.1. <i>Sweet potato chlorotic stunt virus (SPCSV)</i>	21
• Distribución.....	21
• Taxonomía y características del virus <i>SPCSV</i>	21
• Importancia.....	22
• Sintomatología.....	22
• Transmisión.....	23
• Rango de hospederos.....	24
• Formas de detección.....	24
2.5.2. <i>Sweet potato leaf curl virus (SPLCV)</i>	25
• Distribución.....	25
• Taxonomía y características del virus <i>SPCSV</i>	26
• Importancia.....	26
• Sintomatología.....	27
• Transmisión.....	27
• Rango de hospederos.....	27
• Método de diagnóstico.....	28
2.6. Formas de transmisión.....	28
2.6.1 Modelos establecidos para transmisión de virus.....	30
• Modelo asociado al estilete.....	30
• Modelo Ingestación – Salivación.....	31
2.6.2 Periodo de acceso de adquisición (PAA).....	32
2.6.3 Periodo de acceso de inoculación (PAI).....	33

CAPÍTULO III : Materiales y métodos.....	34
3.1. Lugar de ejecución.....	34
3.2. Instalación de colonias de mosca blanca.....	34
3.3. Biología de <i>Bemisia afer</i>	39
• Obtención de huevos.....	40
• Período de incubación.....	40
• Duración del estado ninfal (I a III).....	40
• Duración del pupario.....	41
• Longevidad del adulto, periodo de oviposición y capacidad de oviposición.....	41
3.4. Experimento de transmisión de los virus <i>SPCSV</i> y <i>SPLCV</i>	44
Aislamiento de los virus.....	44
Transmisión del virus	44
3.4.1. Determinación de transmisión del virus <i>SPCSV</i> POR <i>B. afer</i>	44
3.4.2. Determinación de transmisión del virus <i>SPLCV</i> POR <i>B. afer</i>	46
• Pruebas preliminares antes de la transmisión.....	46
3.4.3. Transmisión seriada del virus <i>SPCSV</i>	46
3.4.4. Detección del virus.....	47
CAPÍTULO IV : Resultados y discusión.....	49
4.1. Caracterización morfológica.....	49

4.2.	Caracterización molecular.....	49
4.3.	Ciclo biológico de <i>B. afer</i>	52
4.3.1.	Ciclo de desarrollo.....	52
4.3.2.	Longevidad del adulto.....	52
4.3.3.	Período de pre – oviposición, oviposición y capacidad de oviposición.....	53
4.3.4.	Proporción de sexos.....	54
4.3.5.	Partenogénesis.....	54
4.4.	Transmisión del virus <i>SPCSV</i>	57
4.4.1	Eficacia de <i>B. afer</i> como vector del virus <i>SPCSV</i> Y <i>SPVD</i>	59
4.5.	Transmisión del virus <i>SPLCV</i>	59
CAPÍTULO V	Conclusiones.....	67
CAPÍTULO VI	Recomendaciones.....	69
CAPÍTULO VII	Referencias bibliográficas.....	70
ANEXOS.....		83

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1	Virus transmitidos por mosca blanca (especies de importancia económica).....	20
Tabla 2	Comparación de algunos caracteres morfológicos del pupario de y <i>Bemisia afer</i> y <i>B. tabaci</i> biotipo B.....	38
Tabla 3	Lista de primer ologonucleótidos usados para la reversa de la transcripción de la reacción en cadena de la polimeraza (RT-PCR) o PCR para <i>Sweet potato chlorotic stunt virus</i> and <i>Sweet potato leaf curl virus</i> y <i>Bemisia afer</i> , respectivamente.....	38
Tabla 4	Longitud y ancho de <i>B. afer</i> con relación a <i>B. tabaci</i> biotipo B.	50
Tabla 5	Ciclo de desarrollo de <i>Bemisia afer</i> bajo condiciones de invernadero ($20.7 \pm 0.06^{\circ}\text{C}$ y $68.5 \pm 0.5\%$ HR).....	55
Tabla 6	Longevidad de machos y hembras, período de pre-ovoposición y oviposición de <i>B. afer</i> .	55
Tabla 7	Partenogénesis de <i>B. afer</i> bajo condiciones de invernadero ($20.7 \pm 0.06^{\circ}\text{C}$ y $68.5 \pm 0.5\%$ HR).....	56
Tabla 8	Transmisión del virus <i>Sweet potato chlorotic stunt virus</i> por <i>Bemisia afer</i> y <i>B. tabaci</i> biotipo B usando un insecto adulto, un período del acceso de adquisición fue de 72 horas, plantas de <i>I. setosa</i> infectadas fueron usadas para la adquisición las que fueron inoculadas en <i>I. setosa</i> sanas para la inoculación.....	61
Tabla 9	Transmisión del virus <i>Sweet potato chlorotic stunt virus</i> por <i>Bemisia afer</i> y <i>B. tabaci</i> biotipo B usando diversos números de insectos adultos, un período del acceso de adquisición fue de 48 horas, las plantas de camote infectadas fueron usadas para la adquisición en <i>I. setosa</i> como planta hospedera de inoculación.....	62

Tabla 10	Transmisión del virus <i>Sweet potato chlorotic stunt virus</i> por <i>Bemisia afer</i> y <i>B. tabaci</i> biotipo B usando diversos números de insectos adultos, el período del acceso de inoculación fue de 24 horas, y los períodos de acceso de adquisición fueron de 6 y 12 horas, las plantas infectadas fueron de <i>I. setosa</i>	63
Tabla 11	Eficiencia de transmisión de <i>Sweet potato chlorotic stunt virus</i> (SPCSV) con adultos individuales de <i>Bemisia afer</i> y <i>B. tabaci</i> biotipo “B”, usando plantas de camote infectados para la adquisición e <i>Ipomoea nil</i> para las inoculaciones.....	64
Tabla 12	Análisis estadístico para una prueba de igual o mayor proporción (n= 98-100) de transmisión de <i>Sweet potato chlorotic stunt virus</i> (SPCSV) por dos especies de mosca blanca a diferentes temperaturas, usando el programa R estadístico.....	65

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	Mapa del valle de Cañete mostrando las zonas donde se realizaron las colectas de pupas de <i>Bemisia afer</i>	36
Figura 2	Identificación morfológica e instalación de la colonia madre de <i>Bemisia afer</i>	37
Figura 3	Puparios de <i>Bemisia tabaci</i> biotipo B y de <i>B. afer</i>	37
Figura 4	Ciclo biológico de <i>Bemisia afer</i> bajo condiciones constantes de temperatura.....	42
Figura 5	Transmisión de <i>Sweet potato chlorotic stunt virus</i> (SPCSV) y <i>Sweet potato leaf curl virus</i> (SPLCV) por <i>Bemisia afer</i>	42
Figura 6	Identificación de mosca blanca por PCR.....	43
Figura 7	Identificación de mosca blanca por RAPIDS.....	43
Figura 8	Secuencia del nucleótidos del fragmento amplificado PCR de <i>B. afer</i>	51
Figura 9	Estadíos en el ciclo de vida de <i>Bemisia afer</i>	54
Figura 10	Transmisión del Virus SPCSV por <i>B. afer</i>	60
Figura 11	Detección del virus SPCSV mediante RT – PCR transmitido por <i>B. afer</i>	60
Figura 12	Transmisión de SPLCV por <i>Bemisia afer</i> usando los primers SPV G1, SPV G2 para geminivirus.....	66

**“*Bemisia afer* sensu lato Y SU RELACIÓN CON ALGUNOS VIRUS QUE AFECTAN
A *Ipomoea batata* (L.). EN EL PERÚ”**

Resumen.- Se estudió el ciclo de vida de *Bemisia afer* sensu lato y la transmisión de virus de camote por esta especie bajo condiciones de laboratorio. El ciclo de desarrollo fue de 34.79 días para machos y 42.19 días para hembras, con el desarrollo de estados inmaduros de 8.48 días para huevo y 12.9 días para ninfa. La longevidad del adulto fue 24.16 días para las hembra y 10.16 días para los machos. El período de pre-oviposición fue 1.2 días. Periodo de oviposición fue de 1 a 40 días, la capacidad de oviposición fue 115 a 135 huevos/hembra, la proporción de sexos fue 1.5:1. *B. tabaci* biotipo B es vector principal del virus *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV, género *Crinivirus*), *Trialeurodes abutilonea* también transmite el virus SPCSV de manera semipersistente. La infección mezclada con SPCSV con *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV, género *Potyvirus*) causan el complejo viral del camote *Sweet potato virus disease* (SPVD). Altas poblaciones de *B. afer* están asociados a las estaciones con camote durante los periodos de baja incidencia de *B. tabaci*. La transmisión de *Sweet potato leaf curl virus* (SPLCV, género *Begomovirus*) y SPCSV por *B. afer* y *B. tabaci* fue estudiado, *B. afer* no transmitió SPLCV pero si se transmitió SPCSV por ambas especies. La eficacia de trasmisión de SPCSV (en infecciones simples y en doble infecciones con SPFMV), por *B. afer* y *B. tabaci* biotipo B fue estudiada. SPCSV fue transmitida por ambas especies, con la eficiencia de transmisión similar cuando el virus fue adquirido de plantas infectadas por separado SPCSV o doblemente infectado con SPCSV y SPFMV, a los 20 y 25 ° C. Se concluye que *B. afer* es nuevo vector de SPCSV, pudiendo tener significancia epidemiológica importante para la expansión de SPCSV y SPVD.

**“*Bemisia afer sensu lato* AND RELATIONSHIP SEVERAL VIRUS AFFECT to
Ipomoea batata (L.) IN PERÚ.”**

Abstract.- Life cycle of *Bemisia afer sensu lato* and sweet potato virus transmission by this species were studied under laboratory conditions. The development cycle was 34.79 days for males and 42.19 days for females with development of immature stages of 8.48 days for egg, and 12.9 days for nymph. Adult longevity was 24.16 days for female and 10.16 days for male. The pre-oviposition period was 1.2 days. Oviposition period varied from one to 40 days, the capacity of oviposition was 115-135 eggs/ female, the sex ratio was 1.5: 1.

Bemisia tabaci biotype B is considered to be the primary vector of *Sweet Potato Chlorotic Stunt Virus* (SPCSV, genus *Crinivirus*), *Trialeurodes abutiloneus* also has been shown to transmit SPCSV in a semipersistent manner. Mixed infection of SPCSV with the aphid-transmitted *Sweet Potato Feathery Mottle Virus* (SPFMV, genus *Potyvirus*) causes *Sweet Potato Virus Disease* (SPVD), a major virus disease affecting this crop. High populations of *B. afer* are seasonally associated with sweetpotatoes in Peru during times of low *B. tabaci* incidence. The transmission of *Sweet Potato Leaf Curl Virus* (SPLCV, genus *Begomovirus*) and SPCSV was studied, SPLCV was not transmitted by *B. afer*, but SPCSV was transmitted by both whiteflies species. SPCSV efficiency (in single and double infection with SPFMV) by laboratory-reared *B. afer sensu lato* and *B. tabaci* biotype B was investigated. SPCSV was transmitted by both species, with similar transmission efficiency when the virus was acquired from plants singly infected by SPCSV or doubly infected with SPCSV and SPFMV, at 20 and 25°C. We conclude that *B. afer* is a newly identified vector of SPCSV. This finding may have important epidemiological significance for the spread of SPCSV and SPVD.

Keywords: Semi-persistent, whitefly transmission.

I. INTRODUCCION

El camote [*Ipomoea batata* (L.) Lam.] cultivado en diversas regiones del Perú, especialmente en el valle de Cañete (principal área productora a nivel nacional), es afectado por diversas enfermedades y plagas como la mosca blanca que actúan como plaga y vector de virus de la planta (Loebenstein *et al.*, 2003). Actualmente *B. tabaci* biotipo B es el vector principal de los virus de camote, sin embargo *Trialeurodes abutilonea* también ha sido citado como transmisor de virus de camote (Sim *et al.* 2000; Valverde *et al.*, 2004). El camote es afectado por tres géneros de virus: Ipomovirus, Crinivirus y Begomovirus, todos transmitidos por mosca blanca. *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV) es un *Crinivirus* transmitido por *B. tabaci* biotipo “B” y *T. abutilonea* de manera semi-persistente (Aritua *et al.*, 1998; Gibson *et al.*, 1998; Ng and Falk, 2006; Sim *et al.*, 2000 Valverde *et al.*, 2004; Wisler *et al.*, 1998).

SPCSV es el virus más importante, debido a su capacidad de mediar enfermedades sinérgicas severas con varios virus de camote que producen infecciones en el camote (Untiveros *et al.*, 2007). SPCSV junto con el Potyvirus *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV), transmitido por el afido *Myzus persicae*, son agentes causales del complejo viral del camote (SPVD), enfermedad principal que afecta las cosechas en todo el mundo (Gutierrez, 2003; Karjeiya *et al.*, 2000; Ngeve y Bouwkamp, 1991; Trenado *et al.*, 2007). SPCSV puede también actuar recíprocamente con otros virus de otros géneros (Mukasa *et al.*, 2006; Untiveros *et al.*, 2007).

El Begomovirus *Sweet potato leaf curl virus (SPLCV)*, *Sweet potato leaf curl virus Georgia*, e *Ipomoea crinkle leaf curl virus* son transmitidos por *B. tabaci* biotipo “B” de manera persistente.

Los Ipomovirus *Sweet potato mild mottle virus* y *Sweet potato yellow dwarf virus* son transmitidos por *B. tabaci* biotipo “B” de manera semi-persistente (Loebenstein *et al.*, 2003).

Bemisia afer sens. lat. (Hemiptera: Aleyrodidae) (Bink-Moenen, 1983 *et al.*, 2001) es una plaga que fue introducida y posee una tasa geográfica en incremento en el Perú. Esta especie ha sido encontrada afectando algunas familias de importancia económica (*Convolvulaceae*, *Euphorbiaceae*, *Labiataeae*, *Lythraceae*, *Malvaceae*, *Moraceae*, *Myrtaceae*, *Rutaceae*, y *Sapindaceae* (Anderson *et al.*, 2001; Bellotti *et al.*, 1999; Lagnaoui, 2001; Martin *et al.*, 2000; Mound and Halsey, 1978).

Bemisia afer es registrada en África, Australia, la costa Mediterránea de Europa y las Américas (Perú), este último encontrado en camote (Martin *et al.*, 2000; Anderson *et al.*, 2001). Durante el año 2002 el aumento de la población de *B. afer* en cultivos de camote fue inversamente proporcional a la población de *B. tabaci* biotipo B. El aumento de la población de *B. afer* superó a la población de *B. tabaci* biotipo B en todo el valle de Cañete (Perú) de la siguiente forma: 16% y 98% (Abril); 16% y 83% (Junio); 29% y 71% (Julio y Agosto); 58% y 42% (setiembre), respectivamente (Mujica *et al.*, 2002).

Dentro de los Crinivirus, el virus *SPCSV*, puede ser transmitido por diversas especies de mosca blanca. La existencia posible de otros vectores de mosca blanca es particularmente relevante para las especies de mosca blanca que colonizan el camote.

B. afer, *SPCSV* y *SPLCV* fue citado previamente en Perú y en varios otros países (Anderson *et al.*, 2001; Gutiérrez *et al.*, 2003; Fuentes and Salazar, 2003; Loebenstein *et al.*,

2003).

La importancia de *B. afer* como vector de virus de camote (o de cualquier otro virus de plantas) no está documentada.

El presente trabajo busca determinar si *B. afer* es vector de los virus “*Sweet potato chlorotic stunt virus*” (*SPCSV*) y del “*Sweet potato leaf curl virus*” (*SPLCV*) en camote.

La presente investigación tiene como objetivos generales:

- Determinar algunos aspectos biológicos importantes de *Bemisia afer*.
- Determinar si *Bemisia afer* es vector del virus *SPCSV* y *SPLCV*.

Los objetivos específicos son:

- Determinar los períodos de adquisición y transmisión de los virus *SPCSV* y *SPLCV* por *Bemisia afer* como vector.
- Determinar los períodos de incubación del virus en el insecto mediante transmisión seriada.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 UBICACIÓN TAXONÓMICA

La especie *Bemisia afer* descrita en 1934 por Priesner & Hosny, pertenece a la Subfamilia Aleyrodinae, Familia Aleyrodidae y Orden Hemiptera (Zbowski *et al.*, 2000).

2.2 DISTRIBUCIÓN

B. afer fue reportada en África, Australia, en la costa Mediterránea de Europa y el continente americano (Martin, 1987; Martin, 1999; Martin *et al.*, 2000; Anderson *et al.*, 2001).

En el Perú, fue ubicado en la costa peruana distribuyéndose en cultivos de camote desde la Punta de Bombon (Arequipa) hasta Santa (Chimbote), en los períodos (Mayo-Noviembre del 2002) (Mujica, 2002).

2.3 HOSPEDANTES

B. afer es considerada una especie Oligófaga, encontrándose en especies de las familias: Malvaceae, Labitaceae, Sapindaceae, Myrtaceae, Euphorbiaceae (Anderson *et al.*, 2001; Belloti, 1999; Lagnaoui *et al.*, 2001), además, en Comvolvulaceae (*Ipomoea batata*) y Solanaceae (*Capsicum annun*) conocido comúnmente como pimentón o ají de color (papicra), estos dos últimos en el Valle de Cañete, Perú (Lagnaoui *et al.*, 2001).

2.4 BIOLOGÍA

No existe información de esta especie por lo que se tomó como base los trabajos realizados en *B. tabaci*. Sánchez (1994), indica que las temperaturas altas incrementan la tasa metabólica de los insectos y se reflejan en el incremento de desarrollo de los insectos, por ello los ciclos tienden a ser más cortos a temperaturas más altas e incrementan su ciclo a temperaturas más bajas. En cuanto a la humedad se menciona que los altos porcentajes de humedad aceleran la velocidad del desarrollo de los insectos.

Bellow (1990), reconoce 4 estadios ninfales entre huevo y adulto, se alimentan succionando la savia de las hojas, encontrándoseles junto con los adultos en el envés de las hojas (Salguero, 1993). Además se indica que la reproducción se da en forma continua, dependiendo de las condiciones medioambientales, ya que en temperaturas de invierno el ciclo se alarga y es más corto en verano. La mosca blanca presenta una metamorfosis gradual simple (Morales, 2004); sin embargo, muchos autores como Raven (1993), señalan que el desarrollo post-embrionario en este grupo es peculiar ya que presenta desviaciones en su metamorfosis gradual, atípica, en vista que el último estadio no se alimenta y el desarrollo de las alas recién se produce al interior de la última muda, de la cual sale el insecto alado. Por ello muchos autores generalmente concuerdan en homologar este tipo de desarrollo más bien con la metamorfosis completa y citan a los estados ninfales como larvales y la muda del último estado es denominada pupario.

Russell (1975), señala que el ciclo biológico de la mosca blanca *Bemisia tabaci* varía considerablemente, dependiendo de las condiciones climáticas y de la planta hospedera.

Hilje (1995), indica que *B. tabaci* en Mesoamérica (Venezuela), bajo condiciones

ambientales (26.5°C de temperatura y 68% de humedad relativa) presenta un ciclo de 37.3-39.3 días. Del mismo modo Coudriet *et al.* 1985 citado por Hilje (1995), evaluaron el ciclo biológico de la mosca blanca en 17 cultivos, y encontraron que el tiempo más corto era en camote (18 días) y el más largo en zanahoria (29 días), del mismo modo Gerling (1986) también citado por Hilje (1993), indica que por ser *B. tabaci* ectotérmica, depende fuertemente de la temperatura ambiental y da término a su ciclo en 29.9 días a 15°C, mientras que a 30°C lo hace en 21 días.

El ciclo biológico de la mosca blanca *Bemisia tabaci* en algodonero, de huevo a adulto requiere de 2 a 3 semanas de desarrollo en climas cálidos, pero en condiciones frías puede tomar hasta 2 meses (Whitefly Knowledgebase, 1995).

El desarrollo y crecimiento de *Bemisia tabaci* varía con la especie vegetal en que se presenta.

Liu y Stansly (1998), en un estudio del ciclo de vida de *Bemisia tabaci* biotipo B bajo condiciones de laboratorio (26.7°C y 55% de humedad relativa) en *Hibiscus rosasinensis* determinaron que el ciclo de desarrollo para dos variedades “Pink versicolor” y “Brilliant Red” tenía una duración de 22.3 y 24.1 días respectivamente.

Sánchez y Vergara (1992), señalan que el ciclo de desarrollo de *Bemisia tabaci* se da de 19 a 32 días. Mientras que Alpízar (1993), señala el ciclo biológico de *Bemisia tabaci* puede demorar entre 3 y 4 semanas.

Salguero (1993), señala que *Bemisia* sp. actualmente presenta mayores problemas en la agricultura en general, ya que esta especie tiene una gran habilidad reproductiva y facilidad de adaptarse a condiciones nuevas o adversas para atacar cultivos que antes no atacaban, desarrollando biotipos pero en diferentes hábitat.

2.4.1 ESTADOS DE DESARROLLO Y ALGUNOS ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE LA FAMILIA ALEYRODIDAE

La mosca blanca es un Hemíptera de metamorfosis gradual peculiar, su ciclo de vida se da en fases de desarrollo: huevo, ninfa (cuatro estadios ninfales: ninfa I, ninfa II, ninfa III, ninfa IV o pupario) y el adulto. El tiempo de desarrollo del ciclo de vida depende de la temperatura entre otros factores ambientales y biológicos (Morales *et al.*, 2004).

Huevo

El huevo de la mosca blanca se caracteriza por ser diminuto, alargado con pedúnculo subterminal corto, el cual es introducido al tejido vegetal para fijar el huevo en su posición.

El color varía con las especies desde cremoso a bruno o aún negro (Raven, 1993).

Kerns (1996) y Sánchez y Vergara (1997) indicaron que los huevos son puestos principalmente en el lado inferior de las hojas, la hembra hace una hendidura en el envés de la hoja para colocar los huevos (Salguero, 1993). Los huevos son casi siempre ovipositados en el envés de las hojas, algunas veces en pequeños grupos circulares o semicirculares, producto de la rotación de la hembra alrededor de su estilete de alimentación mientras oviposita los huevos (Mound, 1983).

Salas y Mendoza (1995), encontraron que para *B. tabaci* el período de incubación del huevo tiene una duración promedio de 7.3 ± 0.5 días bajo condiciones de laboratorio (25°C y 65% HR).

El huevo de *B. tabaci* se caracteriza por ser de textura lisa y de forma ovalada, la parte superior termina en punta y la parte inferior redondeada. La hembra adhiere el huevo al envés de las hojas por medio de un pedicelo. En promedio, el huevo mide 0.19 mm de longitud y 0.1 mm de ancho. Inicialmente es blanco. A medida que madura se vuelve color naranja claro y cuando está próximo a eclosionar es naranja oscuro. La hembra puede colocar sus huevos en forma aislada en grupos irregulares o en semicírculo, dura 5 días. (Morales *et al.* 2004).

Cuando el huevo es colocado en lugares secos, éste absorbe la humedad de la hoja en forma osmótica a través de su membrana manteniéndose con vida por espacio de algún tiempo a pesar de estar en climas secos (Kerns, 1996).

Existe una correlación negativa entre la temperatura y el período de incubación, la determinación de período de incubación está entre 12.5 días a una temperatura de 16.7 °C y de 2 días a una temperatura de 32 °C, pero los huevos no eclosionan a temperaturas de 36°C. La temperatura a la cual *B. tabaci* es criado, es un factor determinante de las variaciones de duración de todas las fases de desarrollo del insecto (Butler *et al.* 1983).

Narrea (2003) indicó que *B. tabaci* biotipo B, bajo condiciones controladas (25±1°C), tienen un período de incubación del huevo en camote de 5.2 días y bajo condiciones ambientales (18.7±0.6°C), fue de 7.9 días.

La duración del estado huevo en *B. tabaci* varía de acuerdo al hospedante, Sánchez *et al.* 1997, reportaron que bajo condiciones de laboratorio (27°C) en varios hospederos, los huevos de *B. tabaci* eclosionaron en 6 días en promedio. A su vez mencionan que la fase

de huevo es quizá menos afectada por la planta hospedera, ya que durante esta etapa, el insecto no se alimenta de la planta, por lo cual resulta difícil aceptar las razones para estas diferencias de duración.

Peña *et al.*, (1992), indicaron que *B. tabaci* en frijol, bajo condiciones de invernadero de 25°C a 33°C, el período de incubación fue de 7 a 8 días en promedio.

Durante el fenómeno de El Niño, el período promedio de incubación del huevo de *B. tabaci* biotipo B fue de 4 días (Núñez *et al.* 1997), las condiciones fueron: 27°C y 62% de HR).

Estado Ninfal

La mosca blanca durante el estado ninfal pasa por cuatro estadios ninfales antes de llegar a ser adulto: primer estadio ninfal, segundo estadio ninfal, tercer estadio ninfal y cuarto estadio ninfal o pupario.

Primer estadio ninfal

El primer estadio ninfal, de *B. tabaci* se caracteriza por ser diminuto, de cuerpo ovalado, aplanado, con antenas y patas funcionales, se moviliza libremente por ello se le denomina “crawler” o migrante, debido a su comportamiento migratorio. (Morales *et al.*, 2004).

Este estadio para *B. tabaci* es de forma oval, mide 0.267mm de longitud y 0.16 mm de ancho (Morales *et al.*, 2004), la cara dorsal de la ninfa I es convexa y la ventral es plana. Su color es blanco verdoso, las antenas son trisegmentadas, las patas bien desarrolladas de 4 segmentos, el aparato bucal se ubica a nivel del primer par de patas y comprende dos pares

de estiletes que corresponden a las mandíbulas y maxilas. El orificio vasiforme es semicircular y alargado; la llingula ubicada en el interior del orificio vasiforme, es corta y ligeramente ancha, es proyectada más allá del opérculo (López – Ávila, 1986; Martín, 1999). Su comportamiento migratorio en la superficie de la hoja desde su eclosión de huevo ocurre hasta localizar un lugar adecuado para su fijación e iniciar la alimentación (López – Ávila, 1986).

Montoya *et al.* 1996, reportaron que bajo condiciones controladas de laboratorio en el cultivo de algodón, el periodo del primer estadio ninfal de *B. tabaci* tiene una duración de 2.8 días en promedio.

Núñez *et al.* 1997, indica que durante el fenómeno de El Niño (1997-1998), *B. tabaci* registró un tiempo de desarrollo promedio del estadio ninfal de 2 días a 27 °C.

Narrea (2003), encontró que el tiempo de desarrollo del primer estadio ninfal fue de 4.4 días a 25±1°C.

Segundo Estadio ninfal

Para *B. tabaci*, el segundo estadio ninfal al igual que el primero es de forma oval midiendo 0.365 ± 0.026 mm de longitud y 0.24 ± 0.012 mm. de ancho (a nivel del tórax) (López – Ávila, 1986, y Morales *et al.*, 2004). Los ojos son pequeños poco visibles y no divididos.

A partir de este estadio ninfal en adelante las ninfas con sésiles, cuando pasan a ser sésiles, retraen las antenas y patas y con excreciones cerosas en todo el contorno de cuerpo se adhieren a la superficie de la hoja (Morales *et al.*, 2004).

Las antenas de este estadio son bisegmentadas y dirigidas hacia la parte posterior. Las patas también son atrofiadas, y bisegmentadas, no presentan setas y terminan con una ventosa a manera de disco. El aparato bucal es más desarrollado que en el primer estadio. El orificio vasiforme es triangular, el opérculo es semicircular y la línula es corta, gruesa y armadas con setas prominentes. El color del cuerpo es amarillo verdoso.

El tiempo de desarrollo de este estadio depende de la temperatura y del hospedante, por ejemplo bajo condiciones controladas en laboratorio (25°C) la duración del segundo estadio ninfal fue de 2.7 ± 1.1 días (Salas y Mendoza, 1995).

En el cultivo de algodón, el tiempo de desarrollo fue de 2.24 días en promedio a 27°C (Montoya *et al.* 1996). Durante el fenómeno de El Niño, el desarrollo del estadio ninfal II fue de 3 días a la misma temperatura. En plantas hospederas como *Ipomoea batata*, el tiempo de desarrollo del estadio ninfal II fue de $3.6 \pm 0,4$ días (Núñez *et al.*, 1997), mientras que Narrea (2003), encontró el desarrollo de la ninfa II una duración de 2.7 a 6.1 días a ($25 \pm 1^\circ\text{C}$).

Tercer estado ninfal

En este estadio, *B. tabaci* mide 0.53 mm de longitud y 0.36 mm de ancho, se caracteriza por presentar una forma oval y más alargada que el anterior estadio, existe una pequeña constricción en el margen al nivel de la región cefálica; los ojos son circulares y poco visibles, las antenas son atrofiadas y dirigidas hacia la línea del cuerpo; las patas son unisegmentadas, son atrofiadas y terminan en una ventosa a manera de disco. Presenta un

orificio vasiforme triangular, y la l ngula es corta y está proyectada más allá del opérculo. El color de este estado es amarillento verdoso (Morales *et al.*, 2004).

La duración de este estadio varía con la temperatura y la HR, por ejemplo, bajo condiciones controladas en laboratorio (25 C) la duración de este estadio fue de 2.5 ± 0.7 días en cultivo de tomate (Salas y Mendoza, 1995). Montoya *et al.* 1996, señalaron que en el cultivo de algodnero, el tercer estadio ninfal tuvo una duración de 2.85 días en promedio a 27 C. N nuez *et al.* 1997, cita que durante el fenómeno de El Niño, bajo condiciones de temperatura de un rango de 27 a 33 C, en plantas hospederas como *Ipomoea batata*, el desarrollo del estadio ninfal III fue de $3.38 \pm 0,4$ días.

Narrea (2003), determinó que en cultivos de camote bajo condiciones controladas (25.2 ± 0.6  C) el desarrollo del tercer estadio ninfal fue de 2.8 a 4.1 días.

Cuarto estadio ninfal- Pupalio

Es difícil separar el cuarto estadio ninfal del último estadio denominado “pupalio”, muchos autores hacen referencia como un sólo estadio, debido a que el período de duración es mínimo y el paso de uno a otro es rápido, López  vila (1989), describe por separado e indica que el cuarto estadio ninfal presenta la región cefálica semicircular y algunas veces profundamente dentados en sus márgenes debido a los tricomas de la hoja.

El tamaño de este estadio es de 0.662 ± 0.023 mm. de largo y 0.440 ± 0.03 mm. de ancho. Las patas son cortas y unisegmentadas, el orificio vasiforme es triangular y alargado. Al

comenzar el cuarto estadio ninfal éste es plano y transparente, a medida que avanza su desarrollo se torna abultado y opaco y está provista de ojos rojos visibles. En este punto se le denomina pupario. Tiene forma acorazonada con la parte cefálica redondeada y la parte caudal terminada en punta. De perfil luce poco elevada en la superficie de la hoja (Morales, 2004).

Bajo condiciones controladas de 25°C, este estadio tiene una duración de 2.1 días en cultivos de algodón y 2.0 días en cultivo de tomate. El color del cuerpo varía de verdoso a amarillento. Es visible la abertura en forma de T invertida en la ecdysis.

Salas y Mendoza (1995) indican que bajo condiciones controladas en laboratorio (25°C) la duración del cuarto estado ninfal es de $2.5 \pm .0.7$ días.

Núñez *et al.* 1997, mencionan que durante el fenómeno de El Niño, bajo las condiciones de 27°C la duración promedio del cuarto estadio fue de 5 días. Narrea (2003), menciona que la duración del cuarto estado ninfal bajo condiciones controladas ($25.2 \pm 0.6^\circ\text{C}$) fue de 3.5 días.

Adulto

La emergencia de los adultos en cultivo de camote en invernadero, a una temperatura constante de $29 \pm 0.6^\circ\text{C}$ y un fotoperiodo de 14: 10 de luz: oscuridad, indicaron que el 90% de los adultos emergieron entre las 6 y 9:30 am de la mañana. No se observó emergencia a temperatura bajo $17 \pm 0.3^\circ\text{C}$ (Hoffman y Byrne, 1986). La longevidad varía de 5 a 15 días (promedio 8.66) para machos y de 5 a 32 (promedio 19.75) para las hembras (López-Ávila, 1986). Las hembras viven 10-15 días durante el verano (temperaturas alrededor de 20°C) y 30-60 días en el invierno (temperaturas alrededor de 14°C) (Gerling *et al.*, 1986).

La longevidad de las hembras en promedio es de 60 días y la vida de los machos son generalmente más corta, se da entre 9 y 17 días. (Martin, 1999). Los adultos emergen a través de una incisión en forma de T en la cubierta del pupario. La cópula comienza 12 horas después de la emergencia. Esta información concuerda con lo encontrado por Azab *et al.*, 1971, donde determinaron una longevidad de 2 a 17 días para los machos y de 80 a 60 días para las hembras.

La emergencia de los adultos es mayor en presencia de la luz que en oscuridad. Bajo temperatura constante de 29.5°C los adultos emergen de sus puparios entre la 6:00 y 9:30am (Byrne y Bellows, 1991).

El adulto de la mosca blanca tanto el cuerpo como las alas están cubierto por un polvo ceroso de color blanco, con apariencia de una pequeña polilla de cabeza cónica, antenas largas y compuestas de 7 segmentos, ojos rojos y alas con escasa venación. Generalmente el macho es más pequeño que la hembra, mide de 1 a 2 mm de longitud (Sánchez y Vergara, 1997).

Bajo condiciones controladas en laboratorio (25°C) la longevidad de machos fue de 14.4 ± 5.8 días y de hembra de 19.0 ± 03 días. (Salas y Mendoza, 1995).

Del mismo modo bajo condiciones de 27.1 ± 1.3 °C, el desarrollo de *B. tabaci* adulto sobre cinco especies de plantas hospederas: caraota, *Phaseolus vulgaris*; tomate, *Lycopersicon esculentum*; algodón, *Gossypium hirsutum*; cayena, *Hibiscus rosasinensis* y *Euphorbia pulcherrima*, fue de 69.23 ± 5.8 , la proporción hembra: macho de 1.58 ± 0.22 : 1, la

longevidad de los adultos de 9.2 ± 5.8 días; sin diferencias significativas para las especies de plantas hospederas, ni para las edades de hojas (Sánchez *et al.*, 1996).

Albergaria *et al.*, 2002, indicaron que el desarrollo del adulto de *B. tabaci* biotipo B bajo las temperaturas de 30 y 20°C fue de 21.8 y 40.4 días.

Narrea (2003), encontró que *B. tabaci* en camote la longevidad de hembras apareadas fue de 25 a 29.3 días y para las hembras no apareadas un período de 21.4 a 23.4 días. Para los machos apareados, la longevidad fue de 11 a 13 días en tanto que los machos no apareados fue de 4.1 a 6.1 días.

El rango de longevidad de la hembras *B. tabaci* biotipo B sobre *Jatropha gossypifolia* (Euphorbiaceae) fue de 2 a 20 días y vivieron en promedio de 7.6 días (Carabaly, 2004).

Pre-oviposición

En cultivo de tomate a 25°C, el período de pre-oviposición duraba 1.4 ± 0.7 días y el de oviposición 16.7 ± 3.2 días (Salas y Mendoza, 1995).

En un estudio de desarrollo de *B. tabaci* en genotipos de tomate a $25^\circ\text{C} \pm 2^\circ\text{C}$ determinaron que el período de pre-oviposición varió de 1.18 a 1.47 días en promedio y de oviposición varió de 12.23 a 19.18 días en promedio (Morillo y Marcano, 1997).

Narrea (2003), encontró que bajo condiciones controladas el período de pre-oviposición promedio en camote fue de 0.6, 1.4 y 0.7 días para las tres generaciones respectivamente.

Período de oviposición y capacidad de oviposición

B. tabaci, tiene una temperatura óptima entre 20 a 30°C, dentro de este, el tiempo se acorta y la fecundidad aumenta, lo que incrementa las poblaciones. Su fecundidad varía entre 72 a 128 huevos por hembra (Gerling *et al.*, 1986).

López – Ávila (1986), determinó que a 25°C *B. tabaci* empieza a ovipositar durante las primeras 24 horas de haber emergido. El número de huevos ovipositados durante la vida de un insecto (fecundidad) puede ser influenciada por la temperatura, humedad y alimento (Sánchez, 1994).

Salas y Mendoza (1995), encontraron que el número promedio de huevos puestos por cada hembra virgen era de 194.9 ± 59.1 y el número promedio por hembra por día fue 11.7 ± 3.6 huevos.

Sánchez *et al.* (1997), reportaron, bajo condiciones de laboratorio ($27.1 \pm 1.3^\circ\text{C}$) que la capacidad de oviposición de *B. tabaci* fue de 42.2 ± 19.6 huevos por hembra en promedio.

Narrea (2003), determinó bajo condiciones controladas *B. tabaci* biotipo B presenta el período de oviposición de 23.6 a 28.9 días y la capacidad de oviposición varió en promedio de 107.9 a 120.7 huevos, con un rango de 77 a 155 huevos por hembra en las tres generaciones.

Proporción de sexos y partenogénesis

La proporción de sexos de la mosca blanca varía según la estación, pero el número de hembras era siempre más alto que los machos (Azab *et al.*, 1971). La mayoría de las

moscas blancas se reproducen por partenogénesis, dando lugar a machos (Byrne y Bellows, 1991).

Sánchez *et al* (1996), reportaron que bajo condiciones de laboratorio (27.1 ± 1.3 °C) la proporción de sexos fue de 1.58 ± 0.22 : 1 (hembra: macho), sin mayores variaciones entre plantas hospederas, lo cual se asemeja a lo reportado por otros autores. Al ser comparadas las edades de hojas, sin discriminar entre hospederas, se observó una mayor proporción de hembras producidas en las hojas jóvenes (1.81 ± 0.43 :1) con respecto a las encontradas en las hojas maduras (1.5 ± 0.34 :1).

La proporción de sexos para *B. tabaci* fue de 1.23:1 (hembra: macho) y la partenogénesis registrada fue de tipo arrenotoca (Montoya *et al.* 1996; Hilje, 1999).

Narrea (2003), reporta que en camote el número de hembras fue mayor comparadas con los machos, obteniéndose una proporción con un mínimo de 1.8:1 y un máximo de 3.2:1.

2.5 TRANSMISIÓN DE VIRUS

No se han encontrado reportes de que *B. afer* sea vector de algún virus, sin embargo hay trabajos en los que se relaciona con otras especies transmisoras de virus.

En el norte, sur, el sureste, el suroeste de Madagascar y el Noreste de Highlandi se pudo identificar a tres especies relacionados a la incidencia de *Cassava mosaic disease* las cuales fueron: *Bemisia tabaci*, *Bemisia afer*, *Bemisia* sp. con una prevalencia de 94.68%, 81.08% y 3.57% respectivamente (Ranomenjanahary *et al.* 1998).

Del mismo modo *B. afer* fue registrado en las Islas Canarias (Tenerife y Gran Canaria) en cultivo de tomate y en relación con la presencia de los virus *Tomato chlorosis crinivirus* (ToCV) y *Tomato yellow leaf curl* begomovirus (Hamilton, 2000).

Diferentes estudios citan a *B. afer* como un posible vector de diferentes virus como los virus “*Cassava brown streak virus*” y el *Cassava mosaic virus* y el *Leaf curl*, que son transmitidos por mosca blanca el cual afecta al cultivo de algodón (Monger *et al.*, 2001).

En América Latina y el Caribe, *B. tabaci* es la especie más importante entre todas las especies debido a los problemas que causa como plaga directa o vector en aproximadamente 17 cultivos (Brown, 1990; Hilje, 1993; Hilje, 1996).

La mosca blanca, paso de ser una plaga secundaria para luego ser plaga primaria por el uso excesivo de insecticidas hacia los cuales ha adquirido resistencia, además de su habilidad de colonizar cultivos como el tomate, algodón, frijol, pepino, etc. y muchas especies de malezas (Brown, 1990). Este problema se asoció al cambio climático producido por el Fenómeno de El Niño provocando el aumento de las poblaciones del insecto. Núñez y Aldeoca (1997), señala que la mosca blanca es resistente a más de 200 productos químicos.

El abuso de esos químicos ha matado al grupo de controladores naturales que se encargaban de eliminar a la mosca blanca, produciendo el desequilibrio y por consiguiente el incremento de la población de mosca blanca.

De las 20 especies de mosca blanca transmisoras de virus, *B. tabaci* es la más dañina llegando a desarrollarse en ocho biotipos, de las cuales el biotipo “B” es el más severo. El daño se produce tanto por la succión directa de la savia de las plantas (daños directos: picaduras y extracción de nutrientes del follaje), como también por ser transmisora de

enfermedades de plantas enfermas a plantas sanas (daños indirectos, como vector de virus), particularmente del "geminivirus" (Avas y Salguero, 1987).

El daño causado por la alimentación es por lo general directamente proporcional a la población de la mosca blanca. Las bajas poblaciones raramente causan daño, sin embargo en ciertas plantas, el insecto puede causar síntomas y daños específicos, y esto es debido a cambios extremos de la planta por estrés fisiológico causado por la alimentación de esta especie. *B. tabaci* biotipo B transmite más de 25 virus. La mayoría de los virus causantes de dichas enfermedades pertenecen al grupo de los Bigeminivirus de la familia Geminiviridae, los cuales son exclusivamente transmitidos por *B. tabaci* (Valencia, 2000).

Otros virus transmitidos por la mosca blanca corresponden a familias de los *Closteroviridae* y los géneros *Carlavirus*, *Ipomovirus* y *Badnavirus* (**Tabla 1**).

Los géneros de *Begomovirus*, *Crinivirus*, o *Ipomovirus* están causando daños severos a las cosechas vegetales por todo el mundo y son con frecuencia el factor limitante a la producción (Moriones *et al.* 2003).

Tabla 1. Virus transmitidos por mosca blanca (especies de importancia económica)

Virus	Género	Huéspedes Naturales	Especie	Transmisión
<i>Potato yellow vein</i>	Crinivirus	Papa	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	Semipersistente
<i>Beet pseudo yellows</i>	Closterovirus	Remolacha, lechuga, melón	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	Persistente
<i>Tomato infectious chlorosis</i>	Closterovirus	Tomate	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	
<i>Tomato mottle virus</i>	Ipomovirus	Tomate	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>	
<i>Sweet potato chlorotic stunt</i>	Crinivirus	Camote	<i>Bemisia tabaci</i> biotipo B	Semipersistente
<i>Sweet potato leaf curl virus</i>	Geminivirus	Camote	<i>Bemisia tabaci</i> biotipo B	Persistente
<i>Lettuce infectious yellows</i>	Closterovirus	Lechuga, melón	<i>Bemisia tabaci</i>	Semipersistente
<i>Cucumber vein yellowing</i>	Cucumovirus	Pepino, sandía	<i>Bemisia tabaci</i>	Semipersistente
<i>Melon leaf curl</i>	Geminivirus	Melón	<i>Bemisia tabaci</i>	Persistente
<i>Squash leaf curl</i>	Geminivirus	Calabaza	<i>Bemisia tabaci</i>	Persistente
<i>Watermelon curly mottle</i>	Geminivirus	Sandía, melón	<i>Bemisia tabaci</i>	Persistente
<i>Bean golden mosaic</i>	Geminivirus	Fríjol	<i>Bemisia tabaci</i>	Persistente
<i>Bean dwarf mosaic</i>	Geminivirus	Fríjol	<i>Bemisia tabaci</i>	Persistente
<i>Sweet potato mild mottle</i>	Ipomovirus	Tómate, tabaco	<i>Bemisia tabaci</i>	
<i>Tobacco leaf curl</i>	Geminivirus	Tabaco, pimienta	<i>Bemisia tabaci</i>	Persistente
<i>Tomato golden mosaic</i>	Geminivirus	Tomate	<i>Bemisia tabaci</i>	
<i>Tomato yellow leaf curl</i>	Geminivirus	Tomate	<i>Bemisia tabaci</i>	Persistente
<i>Serrano golden mosaic</i>	Geminivirus	Ají	<i>Bemisia tabaci</i>	Semipersistente
<i>Sweet potato yellow dwarf</i>	Ipomovirus	Camote	<i>Trialeurodes abutilonea</i>	Persistente

FUENTE: Fuentes y Salazar, 2000 en Valencia, L 2000

2.5.1 SWEET POTATO CHLOROTIC STUNT VIRUS (SPCSV)

Distribución

Este virus fue reportado por primera vez en 1976, denominado de diferentes formas debido a que se realizó varios estudios de transmisiones por mosca blanca donde se obtuvo lo siguiente: *SPCSV* (Schaeffers *et al.*, 1976; Winter *et al.*, 1992; Gibson, 1998) *Sweet potato disease associated closterovirus (SPVD-Ac)* (Pio-Ribeiro *et al.*, 1996; Winter *et al.*, 1992) y *Sweet potato sunken vein virus (SPSVV)* (Cohen *et al.*, 1992); concluyendo de que todos eran variantes de un mismo virus y que estaban relacionados a nivel serológico.

Posteriormente se concluyó que el nombre de *SPCSV* es el más adecuado y debe ser mantenido de esta manera para referirse a este virus (Wisler, 1998, Di Feo, 2000). *SPCSV* fue registrado en Asia (Israel, China Taiwán), África (Uganda, Kenia, Nigeria, Zaire, Madagascar) y América (Brasil, USA, Argentina, Perú) (Shaefers y Terry, 1976).

Sweet potato chlorotic stunt virus (SPCSV) junto a *Sweet potato feathery mottle virus (SPFMV)* presentan sinergismo y dan origen a un complejo viral denominada *Sweet potato virus disease (SPVD)*, enfermedad muy importante en África sobre todo en Uganda (Di Feo *et al.*, 2000).

Taxonomía y características del virus *SPCSV*

SPCSV pertenece a la familia de los *Closteroviridae*, dentro del Gn. *Crinivirus*; presenta una partícula filamentosa y flexuosa de 850nm de ARN, su cubierta proteica contiene un peso molecular de 25kd a 34kd, tiene un genoma helicoidal bipartito. (Cohen *et al.*, 1992; Wister *et al.*, 1998).

Importancia

Este virus es uno de los más importantes que afecta al cultivo del camote a escala mundial, pero su distribución, impacto ambiental y su control son aún limitados (Carey *et al.*, 1999), si bien el camote a nivel de Perú no es de gran importancia como la papa, en otros países como del medio oriente es un alimento fundamental por lo que cobra gran importancia la presencia del *SPVD*, el cual presenta una alta incidencia en África (Gutiérrez, 2001).

El rendimiento de plantas afectadas comúnmente es la mitad que las que presentan síntomas. En el Perú se ha detectado la presencia de este virus además de otros virus (*SPFMV*, *SPCFV*, *Sweet potato leaf speckling – SPLSV* ó C4, Virus C6, *SPMSV* (López y Salazar, 1987, Cucho, 1993; Fuentes, 1994; Fuentes y Salazar, 1989 y 1997).

La distribución se debe a la presencia de plantas infectadas que son la fuente de inóculo para poder diseminarse y sobre todo por la gran actividad del vector que es este caso es la mosca blanca *B. tabaci* biotipo B. *SPCSV* afecta el rendimiento en forma significativa en camote pero con la presencia de *SPFMV* la reducción del rendimiento es mucho más severa (Gutiérrez, 2001).

Sintomatología

SPCSV en Uganda presentó los síntomas de enanismo, antocianesencia púrpura o amarillamiento dependiendo del cultivar (Gibson *et al.*, 1997), pero no siempre ocurre lo mismo en todos los países que se ha presentado, por ejemplo en Nigeria (África) forma parte del Complejo viral (*SPVD*), el cual es diferente al encontrarlo en Argentina formando parte del *Complejo viral chlorotic dwarf (CD)*, la diferencia es que el *SPCSV* causa

mosaico apacible en *I. setosa* (y también en *I. batatas*), pero no causa clorosis ni enanismo, como el encontrado en la variante para Nigeria (Willian, 1995). *SPCSV* es detectado comúnmente en plantas silvestres.

En el oeste del África, *SPCSV* puede causar síntomas suaves o no presentar síntomas (Shaefers, 1976); pero en el Este del África detectados por serología distintos variantes, causa antocianescencia o amarillamiento como mínimo en el follaje en algunos cultivares locales (Gibson *et al.*, 1998).

Transmisión

SPCSV puede ser transmitido por injerto, pero no por inoculación mecánica. Del mismo modo es transmitido por la mosca blanca *B. tabaci* (Genn.) biotipo B de manera semi-persistente (Shaefers, 1976; Cohen *et al.*, 1992).

El crinivirus, *SPCSV*, se transmite de manera semi-persistente a partir de vectores conocidos como *B. tabaci* biotipo B y *T. abutilonea* (Valverde, 2004), la eficacia de transmisión aumenta con períodos de alimentación más largos del período de acceso de adquisición hasta 48 horas.

Generalmente los experimentos de la transmisión con los virus de camote se han realizado usando diversos números de insectos (más de 15 individuos) (Hollings *et al.*, 1976; Maruthi *et al.*, 2005; Schaefers *et al.*, 1976; Sheffield, 1958).

En este estudio se quiso demostrar que experimentalmente *B. afer* podría transmitir *SPCSV*, lo cual daría una apertura de investigación de *B. afer* como vector del mismo, sin embargo se ha reportado a *B. afer* en relación al virus *Cassava brown streak virus* pero no como vector del mismo (Maruthi *et al.*, 2005).

Así mismo Wintermantel y Wisler 2006 reportó la transmisión de mosca blanca pero en este caso de otro crinivirus: *Tomato chlorosis virus*, *ToCV* y la especie de mosca blanca (*T. abutilonea* vrs. *B. tabaci* biotipo B encontrando una baja tasa de transmisión. Para Valverde *et al.*, 2004 la tasa de transmisión utilizando a *B. tabaci* biotipo B era similar en infecciones simples (sólo *SPCSV*) que doblemente infectada (*SPCSV+SPFMV*). Es claro que el número de individuos de mosca blanca que se encuentra en las plantas bajo condiciones de campo excede grandemente los números probados bajo condiciones experimentales. Por lo tanto, es importante demostrar la existencia de los nuevos vectores del virus para el manejo de enfermedades virales en plantas.

Rango de hospederos

SPCSV tiene un rango de hospederos muy limitado abarcando especies de Convolvulaceae (*I. nil*, *I. setosa*, *I. trifida*, *I. trichocarpa*), en Solanáceae (*N. clevelandii* y *N. benthamiana*) y en Amarantaceae (*A. palmeri* S.Wats) (Cohen *et al.*, 1992).

Formas de detección

Las pruebas de diagnóstico para *SPCSV* se da por medio de plantas indicadoras, utilizándose a *Ipomoea nil* (L) Roth. 'Scarlet O'hara' y/o *Ipomoea setosa* Ker porque son muy susceptibles a los virus en estudio. Otras formas de diagnóstico es basándose en

pruebas serológicas donde se utiliza ensayos inmunológicos con conjugados enzimáticos (ELISA “Enzyme linked immunosorbent assay”) y transcripción reversa de la reacción en cadena de la polimeraza (RT-PCR, “Reverse transcription-polymerase chain reaction”) (Nome *et al.*, 2007).

2.5.2 SWEET POTATO LEAF CURL VIRUS (SPLCV)

Distribución

Los geminivirus, en camote han sido registrado en pequeñas localidades del mundo, como Taiwán, Japón, Israel y USA (Shing Kai *et al.*, 1978; Chung *et al.*, 1985; Onuki y Hanada, 1998; Cohen, *et al.*, 1997; Lotrakul *et al.*, 1998), sin embargo, la gama geográfica de estos virus es todavía desconocida por lo que no ha sido investigada (Lotrakul *et al.*, 2002).

La primera presencia del *SPLCV* fue en 1998 denominándolo *SPLCV-US* el cual fue encontrado en plantas de camote, en un cultivar mostrando los síntomas de encrespamiento de la hoja (Lotrakul *et al.*, 1998).

Esta enfermedad fue detectada luego en zonas de América y Asia, (Miano, 2006). En el Perú *SPLCV* fue citado por primera después del fenómeno de El Niño (1997 – 1998) época en que la actividad de las poblaciones de moscas blancas se habían incrementado hasta en un 6% en campos de cultivos camote comerciales en San Ramón – Junín (Septiembre, 2000) y en el Valle de Cañete (Febrero 2001), mostrando síntomas típicos de encrespamientos de la hoja (*SPLCV*). Esta presencia se confirmó tomando muestras de

ambas zonas las que fueron injertadas en plantas indicadoras *I. setosa* mostrando luego éstas, síntomas de encrespamiento, enanismo, y clorosis intervenal.

Taxonomía y características del virus

SPLCV ha sido clasificado dentro de la Familia de los *Geminivirus* dentro del Gn *Begomovirus*. Este virus tiene un genoma circular de ssDNA de unos 2828 nucleótidos largos. Su organización genómica es muy similar a otros begomovirus monopartitos, los viriones son cortos de forma baciliforme y no envuelto, presenta una partícula típica geminada viral de 1823nm y al ser comparada por western blot usando antisueros de dos begomovirus (*Bean golden mosaic virus – BGMV* y *Mungbean yellow mosaic virus (MYMV)*), *SPLCV* reaccionó con ambos antisueros obteniendo bandas un poco más grandes que 30kD del marcador promotor de proteína y fueron consideradas como parte de la capa proteica de *SPLCV*, considerando con ello a *SPLCV* como parte de los begomovirus (Onuki *et al.*, 2000).

Importancia

Este virus es un agente importante de la enfermedad porque puede reducir la producción y la calidad del producto hasta un 30%.

Esta enfermedad se ha pasado por alto por los síntomas ya que no se encuentran comúnmente en las plantas de camote. Para la manifestación del *SPLCV* se requiere de un cultivar susceptible, un ambiente favorable, y una co-infección susceptibles con *SPFMV* debido a la naturaleza suave de los síntomas causados por *SPLCV*.

Sintomatología

Los síntomas por lo general son suaves y pueden requerir además del cultivar, un ambiente favorable y de una co-infección susceptible con *SPFMV* debido a la naturaleza de los síntomas causados por el *SPLCV*.

Los síntomas del *SPLCV* son el encrespamiento de las hojas jóvenes, venas hinchadas y moteado clorótico intervenla. Los síntomas pueden presentarse estacionalmente, y desaparecer con el tiempo.

Las raíces afectadas por la enfermedad presentan un desarrollo longitudinal en forma de ranuras o venas. Aparentemente estos síntomas son más marcados cuando está presente el virus *SPFMV*.

Transmisión

SPLCV puede ser transmitido por injerto (pero no mecánicamente) a varias variedades de la familia de las Convolvulaceae, y Solanaceae (Lotrakul *et al.*, 2002). Naturalmente, este virus es transmitido por la mosca blanca *B. tabaci* biotipo B, sin embargo en trabajos recientes se ha encontrado y determinado a este insecto como vector ineficiente (Lotraku *et al.*, 2002).

Rango de Hospederos

Las plantas susceptibles a *SPLCV* pertenecen a la familia de las Convolvulaceae de las especies: *I. aquatica*, *I. setosa*, *I. balba*, *I. fistulosa* e *I. nil*. En *I. nil* además se observó una

distorsión de la hoja y una clorosis severa.

Adicionalmente se ha encontrado en otro grupo de plantas, donde se incluye a *Nicotiana benthamiana* (Solanaceae) (Lotrakul y Valverde, 1999).

Método de diagnóstico

SPLCV puede ser detectado utilizando plantas indicadoras (*I. setosa*, *I. nil*) (Winter *et al.* 1992) y también haciendo pruebas de detección para *SPLCV* eficientes como el PCR a partir de preparaciones de extracciones de DNA totales con *SPLCV* inoculadas. La sensibilidad de la detección de *SPLCV* además de las capacidades cuantitativas de este método ayudará a los estudios futuros de la distribución y de las interacciones de este virus con los virus sin relación (Kokkinos *et al.*, 2006).

2.6 FORMAS DE TRANSMISIÓN

En toda transmisión se debe considerar tres componentes: virus – vector - hospedero. La planta tiene un rol muy importante como hospedero del insecto y del virus, ya que se debe tomar en cuenta que tanto su genotipo como su fenotipo sean relevantes.

Los aleyrodidos actúan como vectores de distintos géneros con distintos modos de transmisión (Duffus, 1996).

Los virus de los géneros *Carlavirus*, *Nepovirus*, y algunos *Impomovirus* son transmitidos por las moscas blancas de un modo no persistente (Ammar, 1991) lo que implica una asociación escasa entre virus – vector, con períodos de retención cortos, no llegan a

circular por el vector (**no circulativos**); mientras que *Crinivirus* y otros *Ipomovirus* son de modo semipersistente (Klassen *et al.* 1996; Zouba *et al.* 1998), con una asociación algo mayor entre virus – vector. Los pertenecientes al género *Begomovirus*, todos ellos transmitidos por *B. tabaci*, son transmitidos de modo persistente circulativo no propagativo.

De forma general como también se ha descrito en pulgones, la transmisión no persistente se relaciona con los virus que también presenta transmisión mecánica a excepción del virus del amarillamiento de la venas del pepino (*CVYV*) que es transmitido de modo semipersistente y también presenta transmisión mecánica experimental (Lecoq *et al.*, 2000).

La transmisión semi-persistente implica una asociación temporal y relativamente específica entre el virus y el vector (Matthews, 1991; López – Moya y López – Abella, 1996). Por ejemplo el *Beet pseudo - yellows virus (BPYV)*, el *Cucurbit yellow stunting disorder virus (CYSDV)*, *Lettuce chlorotic virus, (LCV)*, *Lettuce infectious yellows virus (LIYV)*, *Sweet potato chlorotic spot virus*, y el *Tomato infectious chlorosis virus (TICV)* pueden ser adquiridos en diez minutos (Duffus, 1996). Los virus son retenidos en la moscas blancas por períodos máximos de tres días para el caso de *LIYV* (Duffus, 1996), seis días para *BPYV* (Soria *et al.*, 1991) y ocho días para *CYSDV* (Celix *et al.*, 1996), existiendo una correlación entre el período de adquisición, inoculación y la posibilidad de transmisión (Duffus, 1996). Hasta el momento y con el fin de conocer los factores relacionados con este tipo de transmisión, se ha comprobado que uno de los factores que participa en el proceso de adquisición así como en la especificidad del virus en la especie de mosca blanca es la doble cubierta proteica (CPd) (Tian *et al.*, 1999; Libieratos *et al.*,

2001).

La transmisión persistente a diferencia de las anteriores formas de transmisión, es más específica y definida por la necesidad de los periodos de adquisición largos (Duffus, 1996); existe una probabilidad de que los endosimbiontes primarios en *Bemisia tabaci* participen en la persistencia del virus dentro del insecto como se ha comprobado en algunos *Luteovirus*, *Polelovirus* y *Enamovirus* transmitidos por los pulgones (Morin *et al.*, 1999). Estos simbiosis también estarían implicados en la transmisión transovarial de la cepa israelí de *TYLCV* (*TYLCV - Is*) (Ghanim *et al.*, 1998), convirtiendo a las moscas blancas en reservorios virales. También se ha observado que la acción del *TYLCV* no es pasiva por el contrario es activa en *B. tabaci* pues el DNA viral disminuye la eficiencia de transmisión, la longevidad y la fecundidad del vector (Duffus, 1996).

2.6.1 MODELOS ESTABLECIDOS PARA TRANSMISIÓN DE VIRUS

Se han establecido modelos para explicar el proceso de transmisión de virus (Hull, 2002), basándose en la duración de la relación entre cada virus y su vector que por lo general son pulgones, y sus aspectos anatómicos involucrados en la transmisión.

Modelo asociado al estilete

Este modelo está descrito para el tipo de transmisión no-persistente de virus no circulativos que se asocian a los estiletes de los Hemiptera (Hull, 2002) tanto de la forma específica (Ammar, 1991; López – Moya ,1996) como de la consecuencia de una contaminación de los estiletes durante el proceso de probadura de alimentación (Kennedy *et al.*, 1962; Hull, 2002). Actualmente se ha determinado que el tipo de transmisión de virus

no circulativo es por salivación (James *et al.*, 2004).

Dentro de este modelo se ha propuesto teorías para poder explicar la inoculación del virus, el virus sería inoculado por los estiletes mediante una transmisión mecánica, la transmisión se realizará por un proceso de salivación, el virus sería inoculado por la saliva ya que el extremo maxilar se unen el canal alimentario y salivar (Hull, 2002).

Modelo Ingestación – Salivación

Este modelo incluye el comportamiento funcional relacionado con lo descrito en el concepto anterior, en este caso, los virus son transmitidos directamente con la secreción de la saliva empleada para limpiar los canales durante el proceso de salivación (Harris *et al.*, 1996). Los virus transmitidos son de tipo circulativos propagativos o no, que tras un período de latencia variable y después de recorrer el cuerpo del insecto llegan a las glándulas salivales (Harris, 1996).

Las moscas blancas actúan como vectores de diferentes virus con transmisión no persistente (sólo hay un caso), transmisión semi-persistente y persistente. Por ello una transmisión seriada es generalmente intermitente e ineficiente. Los virus no pasan a través del huevo a nuevas generaciones, sin embargo los adultos pueden transmitir 2 a 3 virus simultáneamente (Fuentes y Salazar citado en Valencia, 2000). En cuanto a los períodos de adquisición e inoculación en moscas blancas se requiere de 10 a 60 minutos, pero su eficiencia aumenta con períodos más largos (5 - 6 horas o de 24 horas), teniendo la capacidad de adquirir e inocular los virus tanto las ninfas como los adultos. Si bien es cierto que las ninfas (sedentarias) y los adultos pueden adquirir e inocular los virus, sólo

los adultos se desplazan y diseminan los virus (Valencia, 2000).

Para los virus transmitidos en forma persistente, existe un período de latencia de 4-8 horas para la mayoría de los casos. El período de inoculación es de 10 - 60 minutos para la mayoría de especies con un rango entre 10 min - 6 horas, teniendo la capacidad de ser retenidos por unos 35 días o más (Fuentes y Salazar citado en Valencia, 2000). *SPLCV* es transmitido en forma persistente; *SPCSV* es transmitido de forma semi-persistente.

Cohen y Nitzany (1966), en estudios con *TYLCV* utilizando como vector transmisor del virus a *B. tabaci*, lograron obtener hasta un 80% de transmisión con sólo 3 moscas blancas, llegando al 100% utilizando 15 moscas blancas.

En 1994, Bock realizó un estudio en la costa de Kenya en el cual se hizo pruebas de transmisión con el virus *Cassava brown streak virus disease (CBSD)*, utilizando como vector a *B. afer*, donde no fue posible obtener transmisión.

2.6.2 PERIODO DE ACCESO DE ADQUISICIÓN (PAA)

El PAA es el período permitido para que el vector adquiriera el virus, y luego puede transmitirlo a la planta sana. Esto sucede cuando el vector introduce su estilete al tejido del parénquima para alimentarse del floema de la planta infectada.

Laird y Dickson (1959), utilizaron a *B. tabaci* para el estudio del virus del “enrollamiento del algodón”, donde obtuvieron mayor porcentaje de transmisión con un período de adquisición de 48 horas, sin embargo, también se determinó la transmisión a las 4 y 8 horas. Del mismo modo, Cohen y Nitzany (1966), encontraron que *B. tabaci* transmitía el virus *TYLCV* utilizando 30 minutos de período de adquisición y que después de 4 horas

obtuvieron una transmisión máxima.

Saldarriaga *et al* (1988), realizaron estudios de transmisión del virus *PYVV* con *Trialeurodes vaporariorum* utilizando períodos de adquisición de 72 horas a 5 días, periodo necesario para la manifestación de la enfermedad. Boriticá (1971), utilizó el mismo vector y el mismo virus, obteniendo una transmisión de un 30% con un período de adquisición de 72 horas sobre las plantas enfermas.

2.6.3 PERIODO DE ACCESO DE INOCULACIÓN (PAI)

El PAI es el período permitido para que el vector logre transmitir el virus a la planta. Para ello se han realizado diversos trabajos donde los tiempos de exposición son diversos.

En el caso de *B. tabaci* para transmitir diversos virus se realizaron períodos cortos de inoculación. Cohen y Nitzany (1966), realizaron estudios de transmisión del virus *Tomato yellow leaf curl virus (TYLCV)* con un período de exposición de 30 min; encontrando que la transmisión se va incrementando a partir de 1hr.

Saldarriaga *et al.* 1988, para transmitir el virus *PYVV* con *T. vaporariorum*, empleó períodos cortos desde 5 minutos hasta 5 días, para averiguar el período de inoculación y encontró que el período mínimo era 30min.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1 LUGAR DE EJECUCIÓN

El trabajo de investigación se realizó en los Laboratorios e invernaderos de la Unidad de Virología del Centro Internacional de la Papa, La Molina, Lima durante los años 2003 a 2004.

3.2 INSTALACIÓN DE COLONIAS DE MOSCA BLANCA

Se realizó una colecta de hojas de camote con puparios de mosca blanca que se desarrollan en el Valle de Cañete, las cuales fueron acondicionadas en los invernaderos del CIP sobre plantas de camote (Variedad Costanero) (Figuras 1 y 2). Haciendo uso de claves de Martin (2000) según lo indicado en la tabla 2 y figura 3 (Martin *et al.*, 2000; Lotrakul, *et al.*, 1999), se separaron los puparios correspondientes de *B. afer* con los cuales se inició una crianza masal (Código: CIPWF – 01 *B. afer*). Además se confirmó la determinación de la especie con un análisis molecular mediante la amplificación parcial y secuenciamiento del gen 16S rDNA mitocondrial obtenido por PCR, realizado en el CIAT- Colombia de acuerdo a Calvert *et al.* 2001 y Xiong y Kocher (1991), y además se realizó RAPDS comparando *B. afer* de *B. tabaci* (Figura 7). La crianza masal se mantuvo en una jaula de dos mangas (1.20 x 45 x 66 cm), en donde se colocaron las hojas con puparios acondicionadas en viales con agua y ubicados alrededor de las macetas (4), bajo condiciones controladas ($20.7 \pm 0.06^{\circ}\text{C}$ y $68.5 \pm 0.5\%$ HR y 12h de fotoperiodo).

Las plantas de camote fueron cambiadas diariamente y acondicionadas en jaulas similares (Figura 2)

Para los estudios de la biología de *B. afer* se instaló el experimento con insectos adultos de la segunda generación (F₂) (Figura 4).

Los adultos fueron utilizados para los experimentos de transmisión de los virus de camote *SPCSV* y *SPLCV*.

Se utilizó como control positivo al vector natural de ambos virus *B. tabaci* biotipo B (Código: CIPWF – 02 *B. tabaci* biotipo B). Con la cooperación del Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT) se confirmó la identificación de *B. tabaci* biotipo “B” el cual mantenemos en el CIP. (Figura 6).

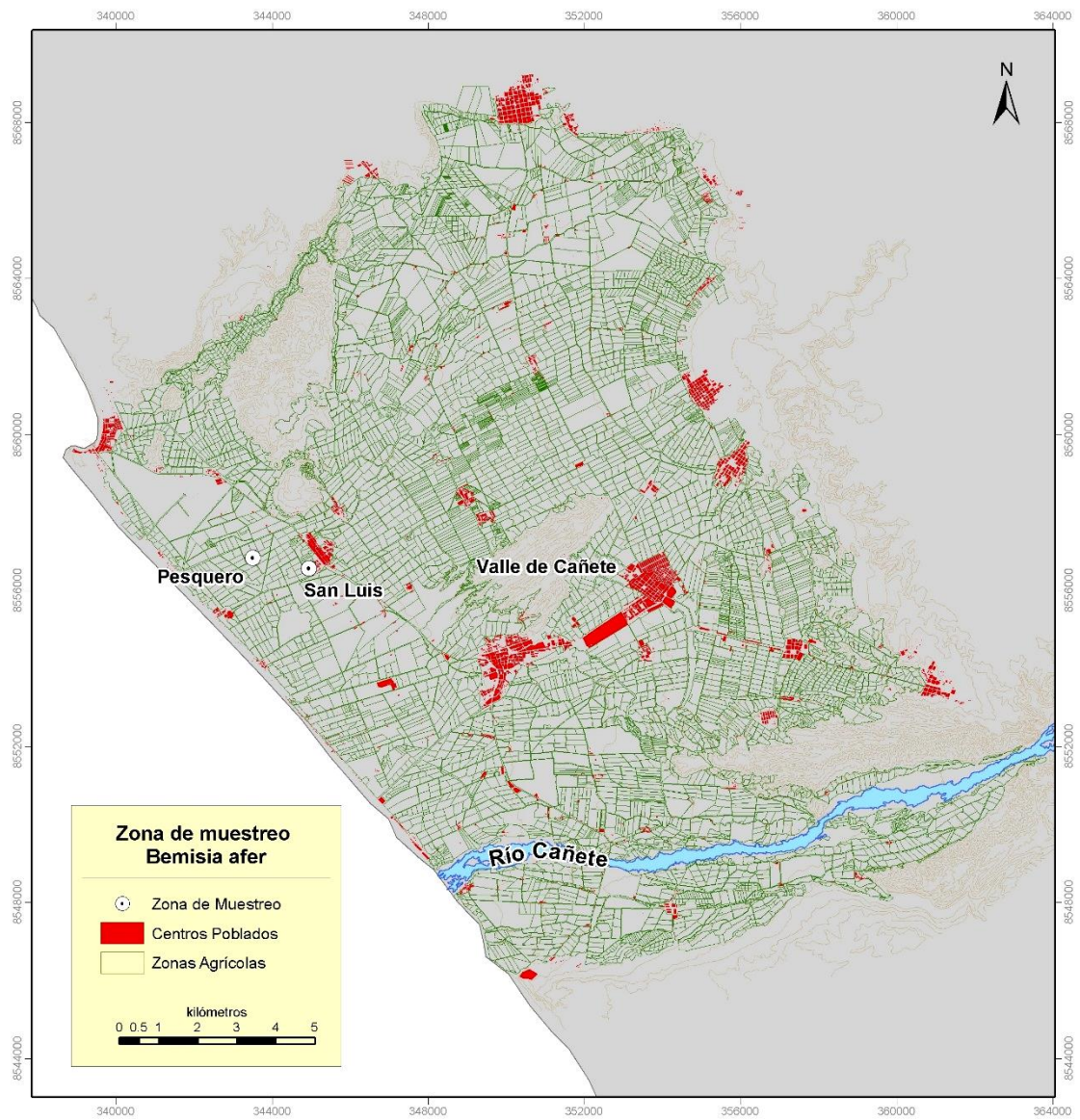


Figura 1. Mapa del valle de Cañete mostrando las zonas donde se realizaron las colectas de pupas de *Bemisia afer*

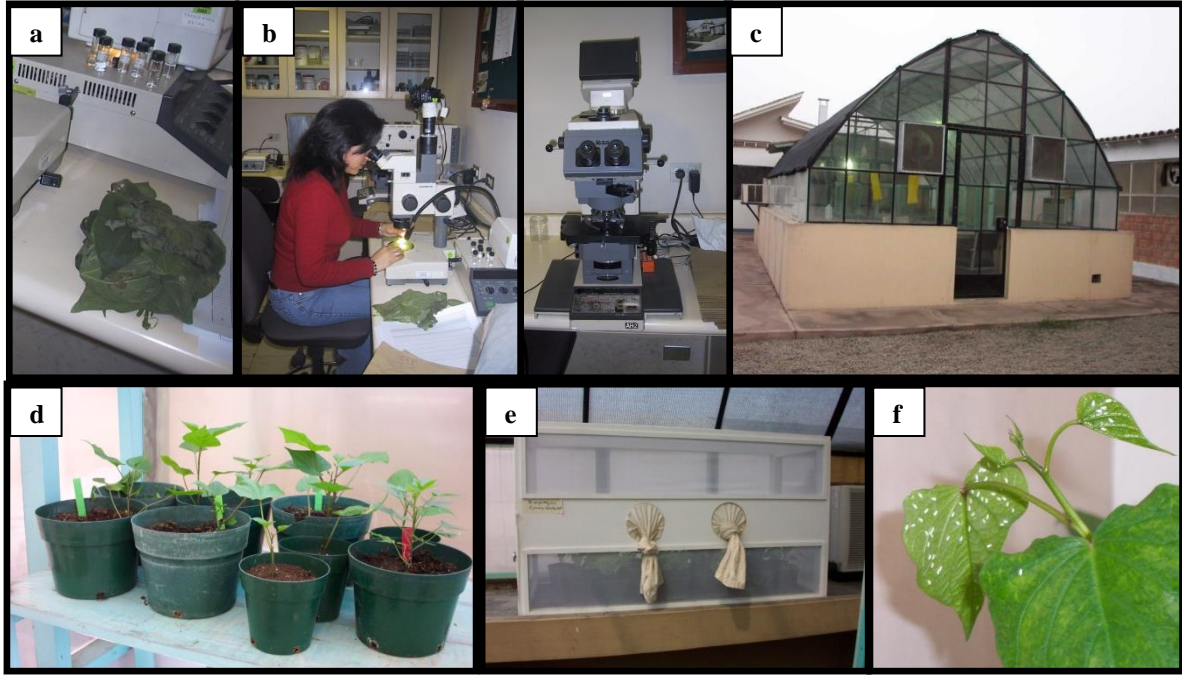


Figura 2. Identificación morfológica e instalación de la colonia madre de *Bemisia afer*. (a) hojas de camote conteniendo pupas del insecto, colectadas en campos en Cañete; (b) selección de pupas e identificación morfológica de *B. afer* en el laboratorio; (c) mantenimiento de las colonias de moscas blancas en un invernadero de vidrio bajo condiciones controladas (20.5° C, 60.9% HR y 12h de foto período); (d) plantas de la variedad Costanero utilizada como planta hospedera de insectos; (e) jaula con dos mangas utilizada en el mantenimiento de la colonia madre de *B. afer*; (f) adultos (generación 1) del insecto.

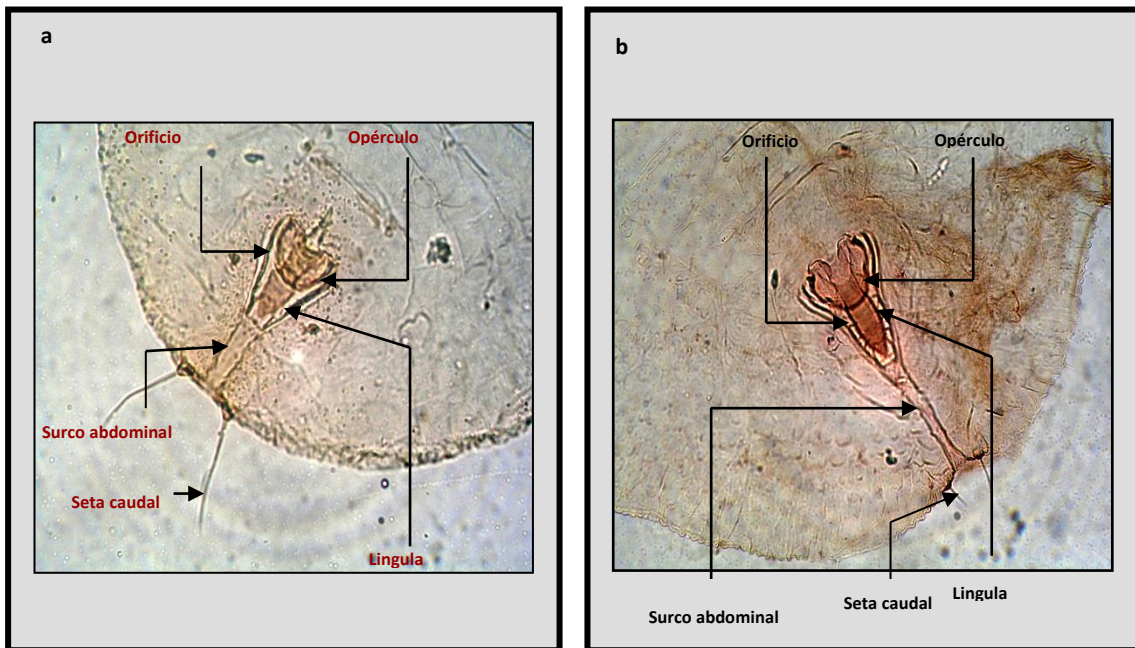


Figura 3 Puparios de *Bemisia tabaci* biotipo B (a) y de *B. afer* (b) mostrando las principales diferencias entre las dos especies, utilizadas en la identificación morfológica de las mismas.

Tabla 2. Comparación de algunos caracteres morfológicos del pupario de y *Bemisia afer* y *B. tabaci* biotipo B.

Carácter morfológico	<i>Bemisia afer</i>	<i>Bemisia tabaci</i> biotipo B
Setas caudales	Pequeñas, generalmente menos de la mitad de la longitud del orificio vasiforme.	Siempre fuerte y por lo general más largo que el orificio vasiforme
Orificio vasiforme	Cóncavo, a la misma proporción que la longitud del surco abdominal	Ligeramente más largo que la longitud del surco caudal; con lados directos
Opérculo	Triangular	Ovalado
Lingula	Alargada. Sumamente variable, generalmente más largo y más estrecho que <i>B. tabaci</i> biotipo B	Aumentado y puntiagudo comparado con <i>T. vaporariorum</i> ; pero más corto que <i>B. afer</i> y ligeramente más amplio.
Surco Abdominal	A la misma proporción del orificio vasiforme.	Generalmente de menor proporción que el orificio vasiforme
Superficie dorsal	Ocasionalmente con claras puntuaciones y buen desarrollo de nódulos y papilas.	Puntuaciones ausente; pequeños nódulos y papilas pueden estar presentes. De 1-7 pares de desarrollados setas dorsales siendo más grandes en hojas pilosas baras de cera cristalinas ausente.

Tabla 3. Lista de primer ologonucleótidos usados para la reversa de la transcripción de la reacción en cadena de la polimeraza (RT-PCR) o PCR para *Sweet potato chlorotic stunt virus* and *Sweet potato leaf curl virus* y *Bemisia afer*, respectivamente.

Nombre Sebador	Secuencia de nucleótidos (5' to 3'")	Longitud (bp)	Referencia
SPCSV CP1	CGTCTAGATTGTTAGAAA	1142	2
SPCSV CP3	AACGCGGAAGTGTAAGGTAT		
SPLCV PW 285-3	CGTCGTTAGCAGTCTGCAGGCCTCCTCTAG	850-900 / 2000	18
SPLCV PW 285-4	AACTGTAAATACGGAAGTGCAGTTCGAATT		
B. afer 4118^a	CCGGTCTGAACTCAGATCAGY	529	8,42
<i>B. afer</i> 4119 ^a	CGCCTGTTTAACAAAAACAT		

3.3 BIOLOGÍA DE *Bemisia afer*

Fue necesario realizar un estudio general de la biología de esta especie en vista de que no se encontró información tanto nacional como internacional. Esto era necesario para conocer su comportamiento y desarrollo y con ello facilitar la investigación. Se empleó la metodología descrita para la Biología y comportamiento de *Bemisia tabaci* biotipo B por Narrea (2003).

De la segunda generación de la crianza masal se colectaron hojas con puparios, las cuales fueron colocadas sobre placas Petri con gel agarosa para mantener la turgencia de la hoja, hasta la emergencia del adulto (Figura 1); una vez obtenido los adultos, estos fueron separados en placas Petri de acuerdo al sexo (con ayuda de una lupa de 20x). Posteriormente se colocaron dos machos y una hembra en una jaula de 10 x 12.5 x 12.5

cm (recipiente de plástico transparente, con orificios cubiertos con malla organza que cubría una maceta de 5 pulgadas conteniendo una plántula de camote con 3 hojas verdaderas, esta jaula fue unida a la maceta con cinta adherible o parafilm) (Figura 4).

Obtención de huevos

Se dejó a los adultos en la jaula descrita anteriormente para esperar la oviposición, a partir de las 24 horas las macetas fueron observadas diariamente, para registrar la puesta de huevos se marcaron con ayuda de un plumón indeleble de punta fina cerca del lugar donde había un huevo, en total se marcaron 25 huevos por planta para hacerle el seguimiento de su desarrollo (Figura 4).

Período de incubación

A los 25 huevos se les hizo un seguimiento registrando la fecha de oviposición y la de eclosión, de modo que se obtuvo el período de incubación entre ambas fechas.

Duración del estado ninfal (I a III)

Después de la eclosión y con ayuda de una lupa de 20x, se hizo el seguimiento del primer estadio ninfal (migrante) hasta su fijación en el envés de la hoja, una vez fijado se marcó la hoja cerca de la ninfa, con un plumón indeleble de punta fina para facilitar su ubicación y con el fin de realizar el seguimiento de los diferentes estadios ninfales de la mosca. Este estado abarcó desde la eclosión de los huevos hasta la formación del pupario. En este estado se observaron los tres estadios ninfales, a los cuales se les hizo el

seguimiento tomando en cuenta las mudas para la determinación de su período de duración de cada estadio.

Duración del pupario

La duración se estableció desde el engrosamiento de la ninfa III, dando la formación del pupario, hasta la emergencia del adulto.

Longevidad del adulto, periodo de oviposición y capacidad de oviposición

Se instalaron 50 individuos recién emergidos (25 hembras y 25 machos) y se evaluó diariamente observando su supervivencia.

Para el caso de las hembras no apareadas se contaron los huevos colocados diariamente marcados con un punto referencial de haber sido colocado ese día (Figura 4).

Para el caso de las hembras apareadas se evaluaron 25 hembras apareadas, la evaluación de los huevos fue del mismo modo que para las hembras no apareadas.

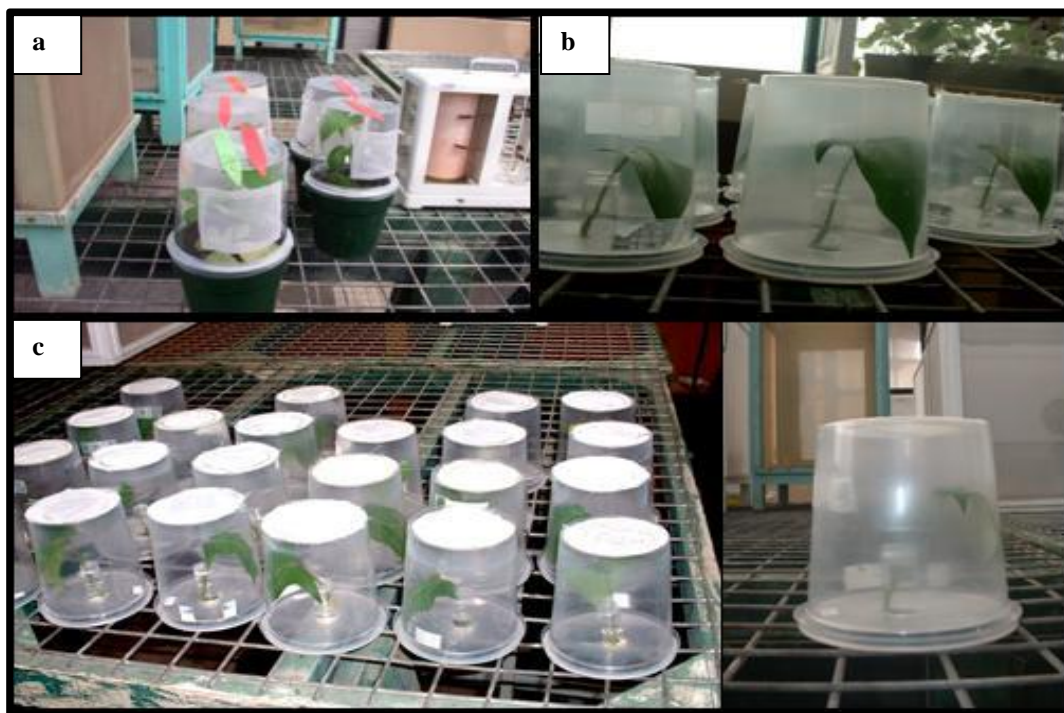


Figura 4. Ciclo biológico de *Bemisia afer* bajo condiciones constantes de temperatura (20.5°C) y humedad relativa (80%). Infestación de plantas con 2 machos y una hembra (a) para estudios de longevidad y capacidad de oviposición partenogenética (b) y longevidad y capacidad de oviposición a partir de reproducción sexual (c).

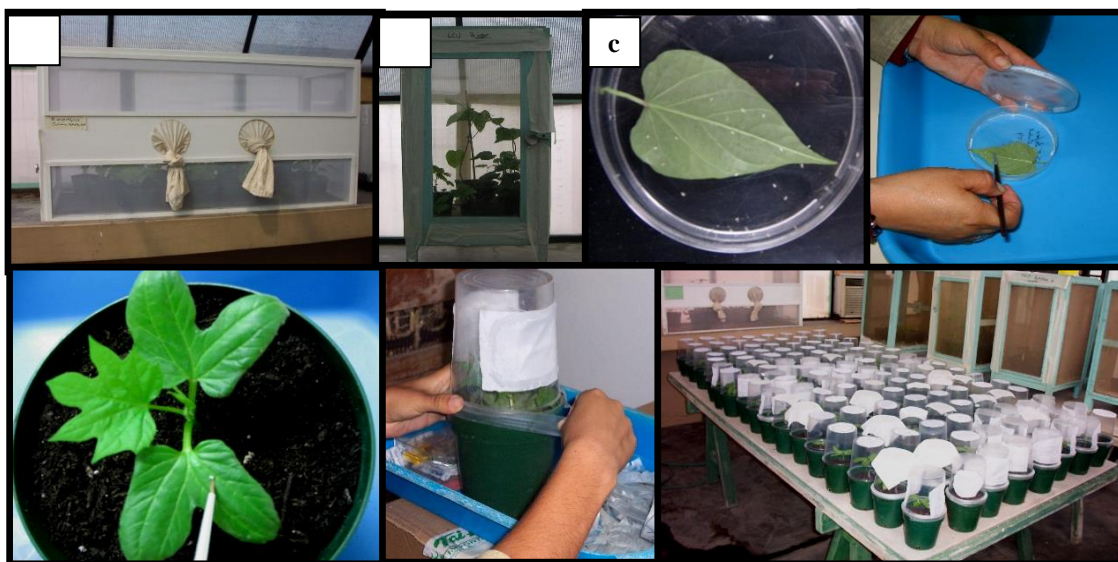


Figura 5. Transmisión de *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV) y *Sweet potato leaf curl virus* (SPLCV) por *Bemisia afer*. (a) jaula conteniendo colonia madre de *B. afer* libre de virus; (b) jaula conteniendo moscas blancas en plantas infectadas con SPCSV y SPLCV (período de acceso de adquisición de virus); (c) manipuleo de insectos virulíferos; (d) plantas sanas infestadas con insectos virulíferos y expuestas a un período de acceso de inoculación de virus de 48 h.

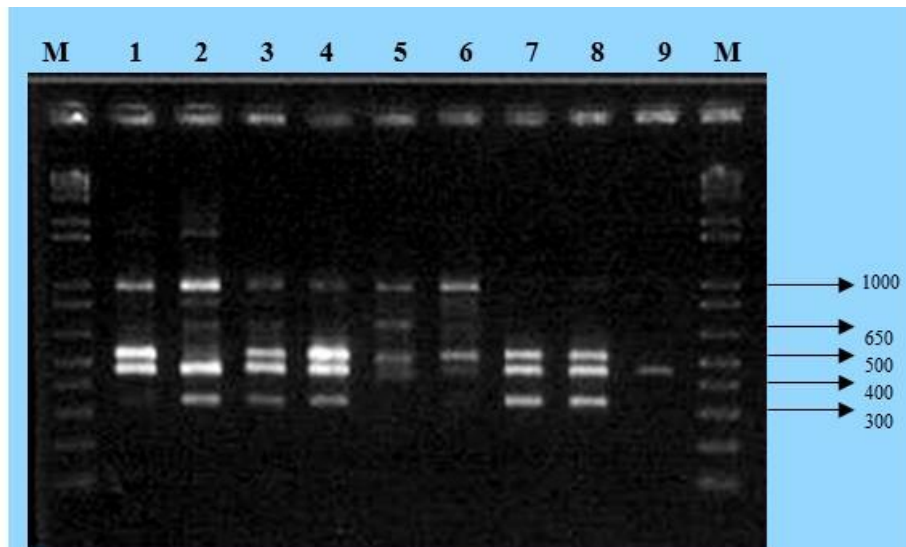


Figura 6. Identificación de mosca blanca por PCR, utilizando primers específicos para *Bemisia tabaci* biotipos A y B (H16). (1-4) muestras colectadas en Cañete y mantenidas en el CIP; (5-6) *B. tabaci* biotipo A; (7-8) *B. tabaci* biotipo B; (9) Control; M: marcador 1kb plus.

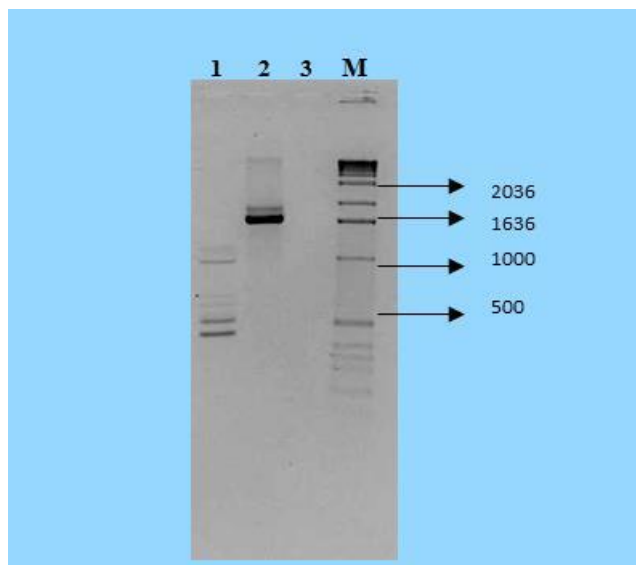


Figura 7. Identificación de mosca blanca por RAPIDS, utilizando primer H9 para identificar a *B. tabaci* biotipo B (1) *B. tabaci* biotipo B; (2) *B. afer* (3) M: Marcador 1kb lader.

3.4 EXPERIMENTO DE TRANSMISIÓN DE LOS VIRUS *SPCSV* y *SPLCV*

AISLAMIENTO DE LOS VIRUS

El aislamiento M2-47 de *SPCSV*, perteneciente al aislamiento del Este de África (EA) (Gutiérrez *et al.*, 2003) y el virus *SPLCV* (según Fuentes *et al.*, 2003), fueron aislados usando como vector a *B. tabaci* biotipo B, transmitidos a *Ipomoea nil*.

SPCSV (M2-47) fue aislado de una fuente de camote con el SPVD a *I. nil* después de un período de acceso adquisición (PAA) e inoculación (PAI) de 24 h (transmisión de manera semipersistente) (Ng, J.C.K *et al.*, 2006)

SPLCV se aisló de una planta de camote que contenía los virus *SPCSV* y *SPLCV* juntos, luego de un PAA de 48 h y después de periodos sucesivos de inoculación (PAI) de 24 h por 7 días hasta obtener sólo el virus *SPLCV* (transmisión seriada).

Para ambos virus luego de 25 días se confirmó mediante una prueba serológica (NCM-ELISA para *SPCSV*) y molecular (PCR para *SPLCV*).

TRANSMISIÓN DEL VIRUS

3.4.1 DETERMINACIÓN DE TRANSMISIÓN DEL VIRUS *SPCSV* POR *B. afer*

Adultos de mosca blanca de *B. afer* (tercera generación), fueron utilizados para las pruebas de transmisión del virus. Inicialmente, los experimentos fueron hechos con diversos números de individuos (1, 3, 5), usando a *I. setosa* como planta de inóculo viral de *SPCSV*. El número de plantas prueba de cada ensayo fueron de 3 y 10 para los ensayos de determinación del PAA y PAI y 5 para el caso de transmisión seriada).

Para la determinación del período acceso adquisición (PAA), se utilizaron tiempos cortos (6 - 12h) hasta tiempo largos (48 – 72h) con el fin de determinar qué tipo de transmisión realiza *B. afer* (no persistente, semi-persistente o persistente) (Tabla 6). Para los períodos de tiempo de inoculación (PAI), los insectos no-virulíferos fueron expuestos a tiempos muy cortos (10, 20, 30min, 1 h) hasta tiempos largos (24, 48 y 72h) con el mismo fin (Tabla 6 y 7).

Una vez determinado el tipo de transmisión dado por *B. afer*, se realizó un experimento para determinar la eficacia de la transmisión, se expusieron adultos individuales de mosca blanca a un PAA de 48h en las plantas de camote infectados con *SPCSV* y *SPFMV* juntos y *SPCV* solo. Las moscas blancas fueron colocadas en las plantas sanas individuales de *Ipomoea nil* (4 réplicas) por un PAI de 48 h (tabla 8 y 9). Los períodos de acceso de adquisición y de inoculación fueron evaluados a 20 y 25°C en cámaras de crecimiento.

Al término del PAI los insectos virulíferos fueron eliminados manualmente y luego se aplicó un insecticida preventivo (Buprofezin 1%) a la planta (Figura 5).

La transmisión de *SPCSV* fue confirmado mediante NCM-ELISA y RT-PCR, y para *SPLCV* fue dado mediante PCR (Valverde, 2002).

3.4.2 DETERMINACIÓN DE TRANSMISIÓN DEL VIRUS *SPLCV* POR *B. afer*

Pruebas preliminares antes de la transmisión:

Plantas de *I. setosa* infectadas con el virus *SPLCV* fueron utilizados como fuentes de virus para inocular a plantas de *I. setosa*.

En un primer ensayo se utilizó tiempos de período de acceso adquisición (PAA) de 24 y 48h, se utilizaron número de individuos diferentes (1, 5,10 insectos). Los tiempos de período de acceso inoculación (PAI) fueron de 24, 48 y 72 h, se utilizó en el ensayo 5 plantas por repetición.

En un segundo ensayo, 30 adultos de mosca blanca fueron expuestos a un tiempo de acceso adquisición (PAA) de 24 h y un PAI de 24h, se utilizó 15 plantas.

Finalmente, 100 adultos fueron introducidos en una jaula (66 cm de largo x 45 cm de ancho x 120 cm de alto) que contenía una planta de camote cv. Costanero infectado con *SPLCV* (fuente de virus) y cinco plantas sanas de *I. setosa* alrededor de ella (plantas de la prueba). Los adultos fueron mantenidos en la jaula por un mes.

Un experimento similar fue realizado con *I. setosa* infectado con *SPLCV*, usando 50 adultos de la misma especie para transmitir el virus.

3.4.3 TRANSMISIÓN SERIADA DEL VIRUS *SPCSV*

Para realizar las transmisiones seriadas se hicieron 3 repeticiones por 5 plantas cada una, se realizó las transmisiones tomando el PAA: de 48 horas y el PAI de 10, 20 y 30 minutos (Flujograma 1).

Todos los insectos usados en estos experimentos fueron eliminados manualmente y

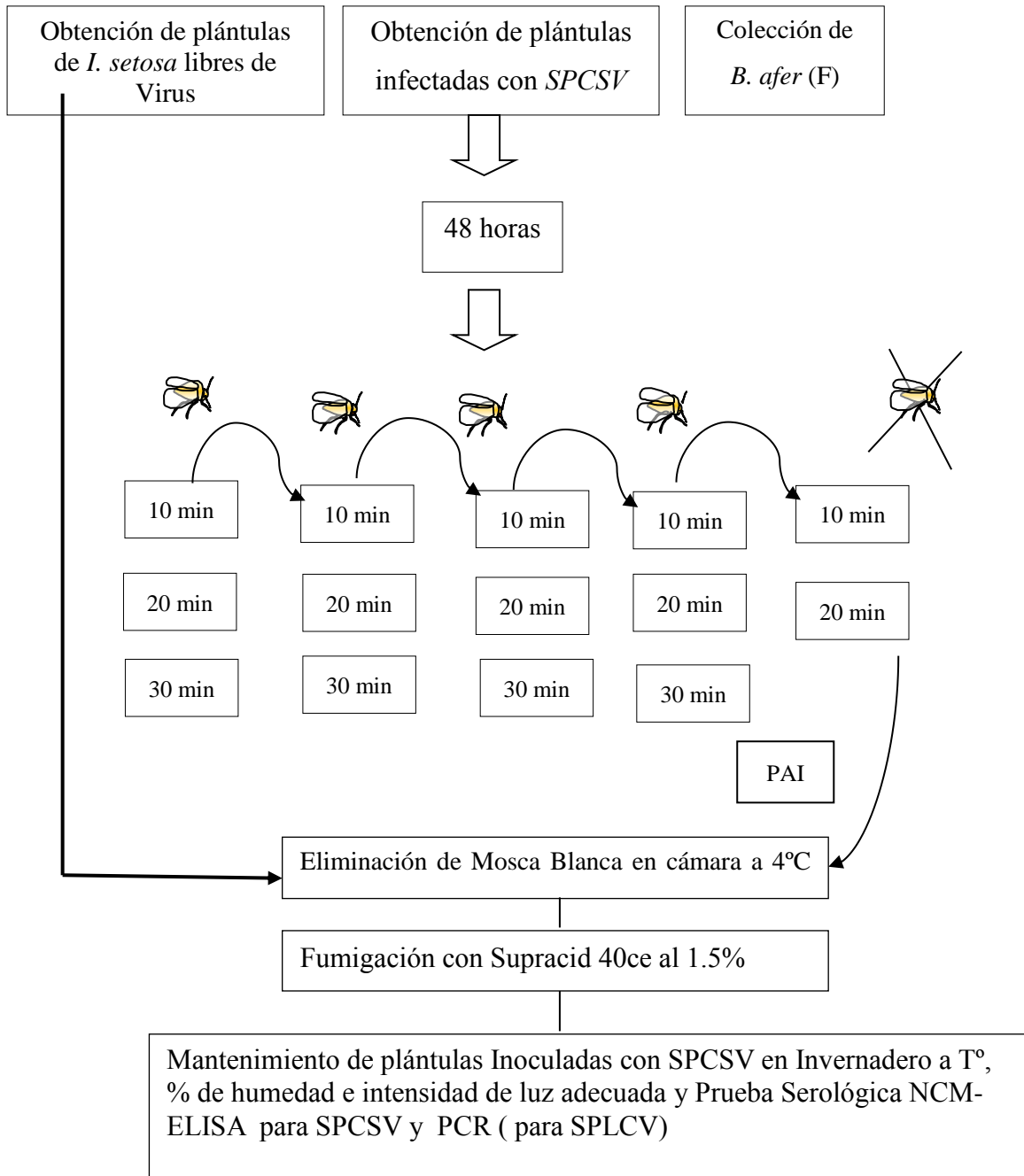
químicamente (es decir con buprofezin al 1%).

3.4.4 DETECCIÓN DEL VIRUS

Las plantas de las pruebas fueron evaluadas dos semanas después de la inoculación durante un período de 60 días. La infección del virus fue registrada inicialmente por la observación (expresión de síntomas) de las plantas inoculadas, 10-20 días después de la inoculación. Todas las plantas sintomáticas y no-sintomáticas fueron probadas serológicamente por ELISA en la membranas de nitrocelulosa (NCM-ELISA, para *SPCSV*) y por inversa de la reacción en cadena de la transcripción –polimeraza (RT–PCR) o PCR (para *SPCSV* y *SPLCV* respectivamente) (Tabla 3) (Alicai *et al.*, 1999, Gutiérrez *et al.* 2003; Lotrakul *et al.* 1999). Los ácidos nucleicos totales fueron extraídos con el método CTAB y las pruebas RT-PCR y PCR se utilizaron reactivos de purificación de RNA (INVITROGEN, CA, USA).

Los que resultaron negativos a la prueba NCM-ELISA fueron confirmados por RT –PCR (Figura 11).

Flujograma 1. Transmisión seriada de SPCSV por *B. afer*



IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA

La caracterización de la especie se hizo basándose en las características morfológicas del pupario. Para esta especie el pupario es más grande, transparente y ligeramente amarillento, teniendo en cuenta la frecuencia de encontrarse en el mismo cultivo (camote) se puede diferenciar de *B. tabaci* además de las características dadas por la seta caudales que son más cortas en *B. afer* que las de *B. tabaci* biotipo B. El orificio vasiforme en *B. afer* es más corto que el surco abdominal y su superficie debajo de la llingua es reticulado; a diferencia que en *B. tabaci*, biotipo B, es tan algo como el surco abdominal, así mismo la superficie del orificio vasiforme debajo de la lingula no es reticulado. Además el tamaño del pupario es un poco más grande de *B. afer* (0.957 mm de longitud y 0.706 mm de ancho) que *B. tabaci* (0.864mm de longitud y 0.658 mm de ancho (Tabla 4, Figura 3).

4.2 CARACTERIZACIÓN MOLECULAR

Se hizo un análisis molecular de puparios de *B. afer*, la secuencia de nucleótidos fue comparada en el National Center for Biotechnology Informatic (NCBI) encontrándose filogenéticamente una relación muy cercana a *B. leackii* (identidad: 85%) (Figura 9). Lo encontrado en la comparación de estas especies de *Bemisia* se comparó con otros trabajos para la misma especie pero provenientes del continente Europeo y Africano, donde también fueron analizados diferentes poblaciones de *B. afer* e incluyeron a la población

de Perú, el cual no encontró relación con las poblaciones de los biotipos de *B. afer* (Murathi, 2007).

Tabla 4. Longitud y ancho de *B. afer* con relación a *B. tabaci* biotipo B.

Especie			
<i>B. afer</i>		<i>B. tabaci</i>	
Longitud (mm)	Anchura (mm)	Longitud (mm)	Anchura (mm)
0.687	0.515	0.898	0.700
1.057	0.789	0.904	0.637
1.019	0.789	0.761	0.611
0.840	0.598	0.891	0.675
0.840	0.617	0.789	0.611
0.942	0.687	0.891	0.687
1.057	0.789	0.821	0.573
0.891	0.662	0.891	0.700
1.133	0.815	0.879	0.675
1.108	0.802	0.930	0.713
0.957	0.706	0.773	0.658

AAGAAATTATTGGTTCGAACAGACCACTACTTATAAAATCTTCTCTATAAGTAATTCTTAATCCA
 ACATCGAGGTCGTAAATTATTTTATTAATAAGATCTTTCTAAAAACTTTACGCTGTTATCCCTTA
 GGTAATTTGGTTTTTTTCATATTTGGATAATTTATTCTGTTTTAACATTTAGAAAATAAAAAA
 GATTTTATAATTTTTAATCTCCCAATTTAATAACTCTCTTATCGATAAAAATACCTGTAAGGT
 TATAAAATCTAAAGGGTCTTCTTGCTTTTTGAGTATATTTAAGATTTTTCACTTAAATATTAATT
 TCTACTTTTTAATTCTTAAAGAGTTAATTTTTATTAGTCCATTTCATTCTAGCTTTAAATTACAAA
 GCAATTTATTATGCTACCTTAGTACAGTTAATTTACTGCAGCTATTTAACAAATATTCATTGAGC
 AGGTTTTATTTAAGACATGTAATCCTTAAACT

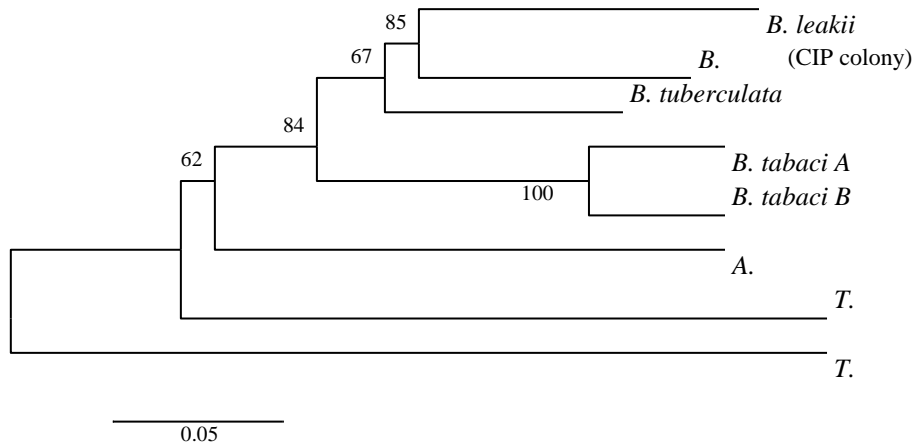


Figura 8. Secuencia del nucleótidos del fragmento amplificado PCR de *B. afer*. En la parte inferior mostramos el árbol filogenético donde ha sido alineadas las secuencias de los nucleotides del gen mitochondrial del 16S rDNA de *B. afer* con otras especies de moscas blancas. *B. afer* y *Bemisia leakii* comparten un 83% de identidad. *B. leakii* que también incluye a *B. afer* y a *B. hancocki*. El porcentaje de similitud fue de ayuda para la realización de un bootstrap support de 1.000 réplicas dando a cada uno de los nudos principales en el árbol. La barra de la escala indica distancias del nucleotido de Kimura.

4.3 CICLO BIOLÓGICO DE *B. afer*

4.3.1 CICLO DE DESARROLLO

B. afer completó su ciclo de desarrollo en 34.79 días en promedio con un rango de 28 a 40 días para los machos y 42.19 días en promedio con un rango de 35 a 48 días para las hembras bajo condiciones de $20.7 \pm 0.06^{\circ}\text{C}$ y $68.5 \pm 0.5\%$ HR. (Figura 9, Tabla 5).

El periodo de incubación para *B. afer* fue: 8.48 días en promedio con un rango de 8 a 9 días (Anexos: Cuadro1) observándose que fue muy similar a *B. tabaci* biotipo B (7.9 días) estudiado por Narrea (2003). *B. afer* presentó una ligera variación en el período de incubación con respecto a *B. tabaci* biotipo B encontrado por Narrea.

El período del estado ninfal fue 12.9 días en promedio con un rango de 9 a 20 días. La duración de los diferentes estadios ninfales (en días) fue: ninfa I: 2 – 16 días (2.6 días), ninfa II: 2 – 5 días (4.1 días), ninfa III: 6.2 días (5 – 7 días) (tabla 5). El cuarto estadio ninfal (pupario) tuvo una duración de 3.4 días similar al tiempo de duración de *B. tabaci* biotipo B (3.5 días) estudiado por (Narrea, 2003) (Tabla 5).

Del mismo modo el desarrollo de los estados ninfales de *B. afer* fue similar a *B. tabaci* biotipo B siendo de *B. tabaci*: 10.1 días y de *B. afer*: 12.89 días.

4.3.2 LONGEVIDAD DEL ADULTO

La longevidad en hembras apareadas fue de 24.16 días (3 - 48 días) en promedio y para las no apareadas fue un período promedio de longevidad de 20.2 días (2 – 41 días) (Tabla 6), encontrándose diferencias significativas entre la longevidad de hembra apareada y no apareada, siendo más longevos las hembras apareadas (Tabla 6).

La longevidad de machos apareados fue de 10.16 días (6 - 23 días), en tanto que los machos no apareados fue de 7.8 días (2 - 19 días). Se encontró diferencias significativas entre machos apareados y machos no apareados, siendo más longevos los machos apareados (Tabla 6).

Así mismo las hembras apareadas fueron más longevas que los machos apareados y no apareados coincidiendo con lo encontrado en *B. tabaci* por Narrea (2003); López - Ávila (1986), Azab *et al.*, 1971 y Sharaf y Batta (1985).

4.3.3 PERÍODO DE PRE – OVIPOSICIÓN, OVIPOSICIÓN Y CAPACIDAD DE OVIPOSICIÓN

El período de pre- oviposición fue de 1.2 días en promedio con un rango de 1 – 2 días, estos resultados coincidieron con lo encontrado por Narrea (2003), Salas y Mendoza (1995), Montoya *et al.*, 1996 y Morillo y Marcano (1997), por lo que podríamos concluir que el período de pre- oviposición es menor de 2 días (tabla 6).

El período de oviposición fue de 1 a 40 días. La gran diferencia encontrada probablemente se deba a la gran variación en la longevidad de las hembras. (Tabla 6).

La capacidad de oviposición fue de 115 a 135 huevos con un rango de 10 a 296 huevos (Tabla 6). La capacidad de oviposición de *B. afer* fue alto comparado con lo encontrado para *B. tabaci* (107.9 a 120.7 huevos) determinado por Narrea (2003).

La viabilidad de los huevos fue de un 100% en el experimento realizado.

4.3.4 PROPORCIÓN DE SEXOS

El número de hembras fue mayor en la segunda generación obtenido en el laboratorio, obteniendo una proporción de sexos de 1.5:1 (Anexos: Cuadro 2).

4.3.5 PARTENOGENÉNESIS

Las hembras no apareadas ovipositaron huevos que resultaron viables en un 100%, de estos huevos se obtuvieron individuos machos, lo que se demostró que la partenogénesis es de tipo arrenotoca, coincidiendo con lo registrado para *B. tabaci* biotipo B por Narrea (2003), Salas y Mendoza (1995), Morales (2006) (Tabla 7).

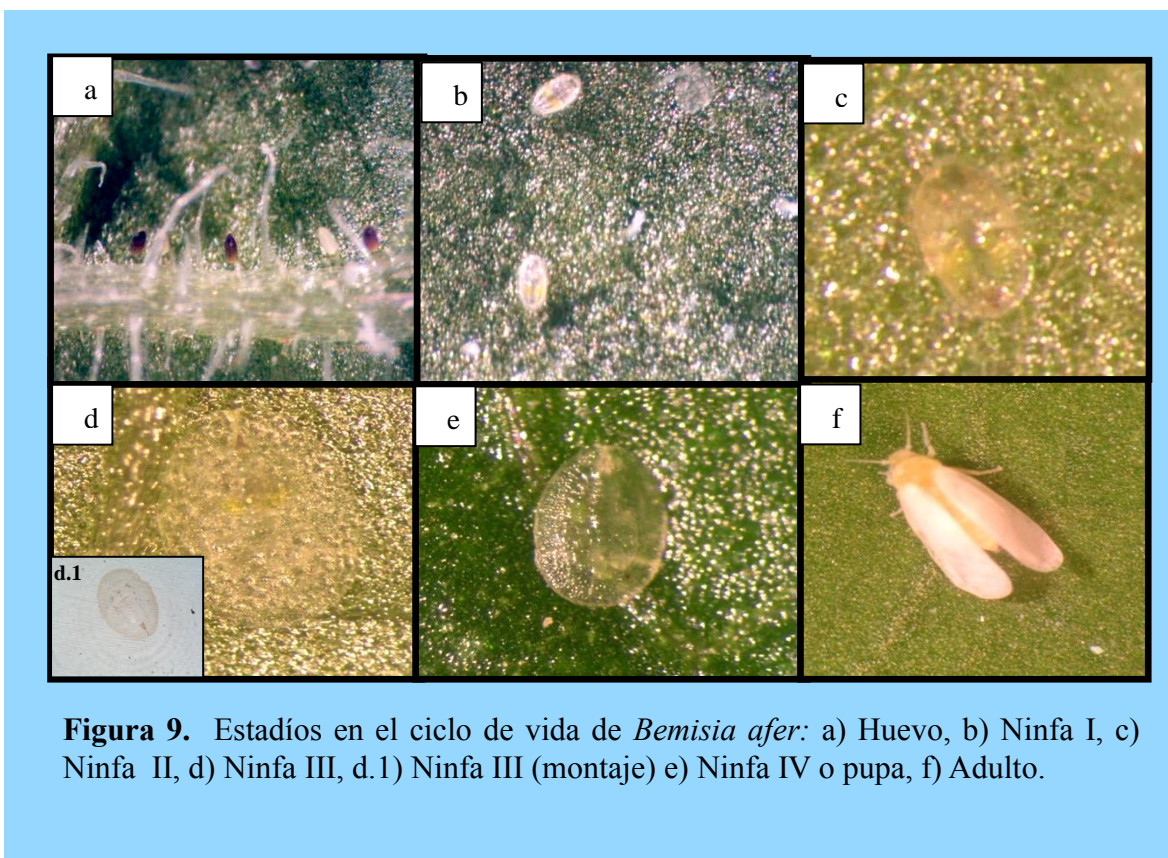


Tabla 5. Ciclo de desarrollo de *Bemisia afer* bajo condiciones de invernadero ($20.7 \pm 0.06^\circ\text{C}$ y $68.5 \pm 0.5\%$ HR)

Estados	n	Media(días)	Rango(días)
Huevo	25	8.48	7 - 9
Ninfa I	25	2.59	2 - 4
Ninfa II	25	4.06	2 - 5
Ninfa III	25	6.24	5 - 7
Ninfa IV (pupario)	25	3.43	3 - 4
Adulto ♂		10	9 - 11
Adulto ♀		17.5	16 - 19
Total ♂		34.79	28 - 40
♀		42.19	35 - 48

Tabla 6. Longevidad de machos y hembras, período de pre-ovoposición y oviposición de *B. afer*.

Longevidad (días) no apareada		Oviposición (Hv/hembra)		
♀	♂			
2 - 41 (20.21 ± 2.1)	2 - 19 (7.48 ± 1.4)	10 - 296 (130.15 ± 2.2)		
Media \pm Error estándar				
Longevidad (días) apareada		Oviposición (Hv/hembra)	Generación I (Indiv)	
♀	♂		♀	♂
3 - 48 (24.16 ± 1.1)	6 - 23 (10.16 ± 1.3)	10 - 287 (135.12 ± 1.2)	5 - 156 (73.12 ± 3.1)	2-140 (46.56 ± 1.8)
Media \pm Error estándar				

Número de repetición	periodo de pre-oviposición		Oviposición
	min	max	
1	0	1	26
2	0	2	10
3	0	1	27
4	0	1	29
5	0	1	30
6	0	1	10
7	0	1	24
8	0	1	33
9	0	1	10
10	0	2	40
Max		2	40
Min		1	10
Promedio		1.2	23.9

Tabla 7. Partenogénesis de *B. afer* bajo condiciones de invernadero (20.7 ± 0.06 °C y $68.5 \pm 0.5\%$ HR).

Número de repetición	Longevidad (días)	Huevos	Machos emergidos
1	27	144	28
2	4	50	5
3	28	229	117
4	2	27	0
5	2	136	1
6	2	12	0
7	25	91	79
8	34	296	72
9	3	12	4
10	3	20	5
11	38	143	100
12	3	10	0
13	4	12	4
14	22	235	103
15	6	180	2
16	4	180	6
17	41	143	120
18	10	150	36
19	6	45	1
20	30	169	115
21	2	123	0
22	6	16	0
23	32	128	85
24	7	90	25
25	9	21	5
26	3	17	2
27	15	145	15
28	40	189	155
29	39	47	3
30	31	226	122
31	32	148	81
32	15	150	36
33	14	51	39
34	40	165	150
35	41	186	35
36	27	179	48
Max	41	296	155
Min	2	10	0
Promedio	20.21875	130.1563	30.730769

4.4 TRANSMISIÓN DEL VIRUS *SPCSV*

El porcentaje de transmisión en los 3 ensayos con las 10 repeticiones fue de un rango que varió desde un 10% hasta un 66.6%. El inicio de los síntomas del virus se dio a los 25 días, mostrando una clorosis suave en las plantas (Figura 10).

B. afer transmitió *SPCSV* a partir de los 10 minutos de PAI incrementándose a los 20 minutos, presentando un 40% de transmisión, el PAA fue de 72 horas (Tabla 8).

El porcentaje de transmisión fue bajo, sin embargo fue similar a lo encontrado por Valverde (2004), el cual reportó a *T. abutilonea* un 3% de transmisión del mismo virus, bajo las mismas condiciones del experimento.

Los resultados obtenidos serían importantes porque no sólo existiría un vector (*B. tabaci*) transmisor del virus *SPCSV* en el Valle de Cañete que puede diseminar el virus, sino que existiría otro vector como *B. afer* que puede hacer que el inóculo del virus se mantenga diseminado en campo durante todo el año en el Valle de Cañete, esto debido a la prevalencia de *B. afer* durante las estaciones de invierno y primavera (Mujica, 2002) y *B. tabaci* en las estaciones de verano y otoño, convirtiendo a *B. afer* en el vector principal para *SPCSV* en el Valle de Cañete, lo cual estaría cerrando el círculo de vectores transmisores de la enfermedad.

El efecto del número de moscas blancas en los porcentajes de transmisión según los resultados obtenidos y mostrados en las tablas 8, 9 y 10, demuestra una tendencia a incrementar el porcentaje de transmisión a medida que aumenta el número de individuos, obteniendo un mayor porcentaje utilizando 5 individuos, similar a lo

obtenido por Duffus (1965), trabajado con el virus *Beet pseudo yellows virus (BPYV)* y su vector *T. vaporariorum*.

La aparición de los síntomas no estuvo relacionada con la cantidad de moscas blancas, puesto que en todos los ensayos aparecieron plantas con síntomas para todos los experimentos en un mismo lapso de tiempo en cada uno de los tratamientos.

En la determinación del período de acceso inoculación y eficacia de transmisión por *B. afer*, se obtuvo un porcentaje de transmisión de 33.3 – 66.6% a partir de los 30 minutos, incrementándose a las 24 horas, en este caso el PAA fue de 48 horas (Tabla 9). Comparando los resultados de *B. afer* con lo obtenido con *B. tabaci* biotipo B se pudo determinar que *B. afer* fue más eficiente que *B. tabaci* biotipo B a las 24 horas bajo condiciones de invernadero. Estos resultados son típicos de una transmisión tipo semi- persistente y concuerdan con los obtenidos por Valverde (2004), donde utilizó a *B. tabaci* bajo las mismas condiciones y tiempos de adquisición e inoculación.

Se pudo comparar también los resultados con otros trabajos de virus del mismo género como es el caso del *Tomato chlorosis virus (ToCV)* estudiado por Wintermantel y Wisler (2006), en dónde los resultados que reportaron fueron similares a los encontrados por el número bajo de moscas blancas y la relación de eficacia entre dos especies en este caso *T. abutilonea* y *B. tabaci* biotipo B.

A partir de las 6 horas de un PAA se encontró transmisión del virus *SPCSV* en un 33.3% utilizando un PAI de 24 horas de acuerdo a la eficiencia del experimento

anterior, con lo que se encontró una mayor eficiencia de transmisión de *SPCSV* por *B. afer* comparado con lo encontrado por *B. tabaci* biotipo B (Tabla 10).

4.4.1 EFICACIA DE *B. AFER* COMO VECTOR DEL VIRUS *SPCSV* Y *SPVD*

Se obtuvo un mayor porcentaje de transmisión por *B. afer* (11.2 % y 13%) en comparación con *B. tabaci* (7% y 8%), con lo que se demostró que *B. afer* fue el vector con mayor eficacia que *B. tabaci* biotipo B (Tabla 11).

El porcentaje de transmisión de *SPVD* fue menor por *B. afer* (10.1% y 6.1%) comparado con lo obtenido por *B. tabaci* (13.1% y 12.1%) por lo que en este caso resultó siendo menos eficaz *B. afer* que *B. tabaci* biotipo B.

Si bien es cierto que numéricamente hubo una diferencia, haciendo un análisis estadístico se demostró que no presentaba una diferencia significativa (Tabla 12) lo que posiblemente puede deberse a un efecto de temperatura o podría deberse al número de individuos.

La transmisión seriada por *B. afer* no fue exitosa, probablemente esto se deba a que la metodología no fue la más adecuada para esta especie.

4.5 TRANSMISIÓN DEL VIRUS *SPLCV*

B. afer no fue capaz de transmitir el begomovirus *SPLCV* bajo condiciones de invernadero (Figura 12). Este comportamiento coincide con lo reportado por Valverde (2004), el cual afirma que *SPLCV* y otros *Ipomoea*-begomoviruses son mal transmitidos por la mosca blanca *B. tabaci* comparada con otros begomovirus.

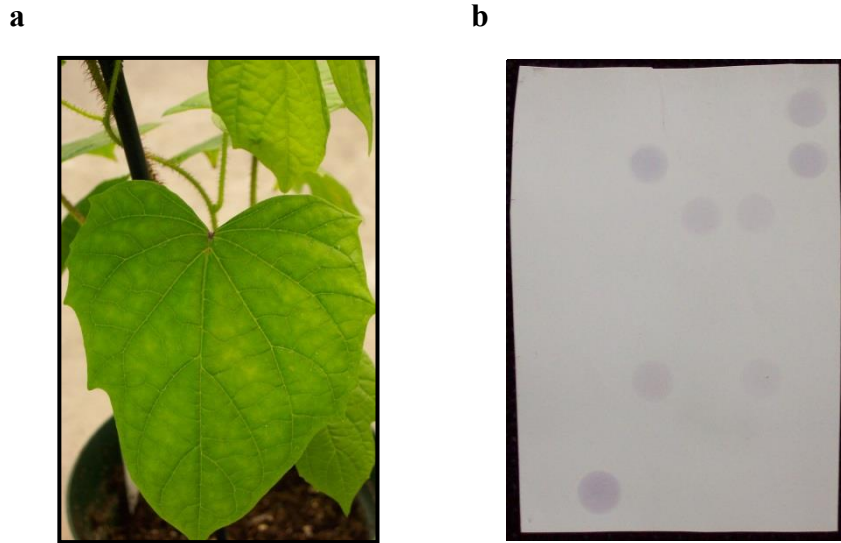


Figura 10 Transmisión del Virus *SPCSV* por *B. afer*. a: Síntomas del virus *SPCSV* en *I. setosa*. b: Membrana de NCM-ELISA mostrando las manchas purpura que son muestra con presencia de virus.

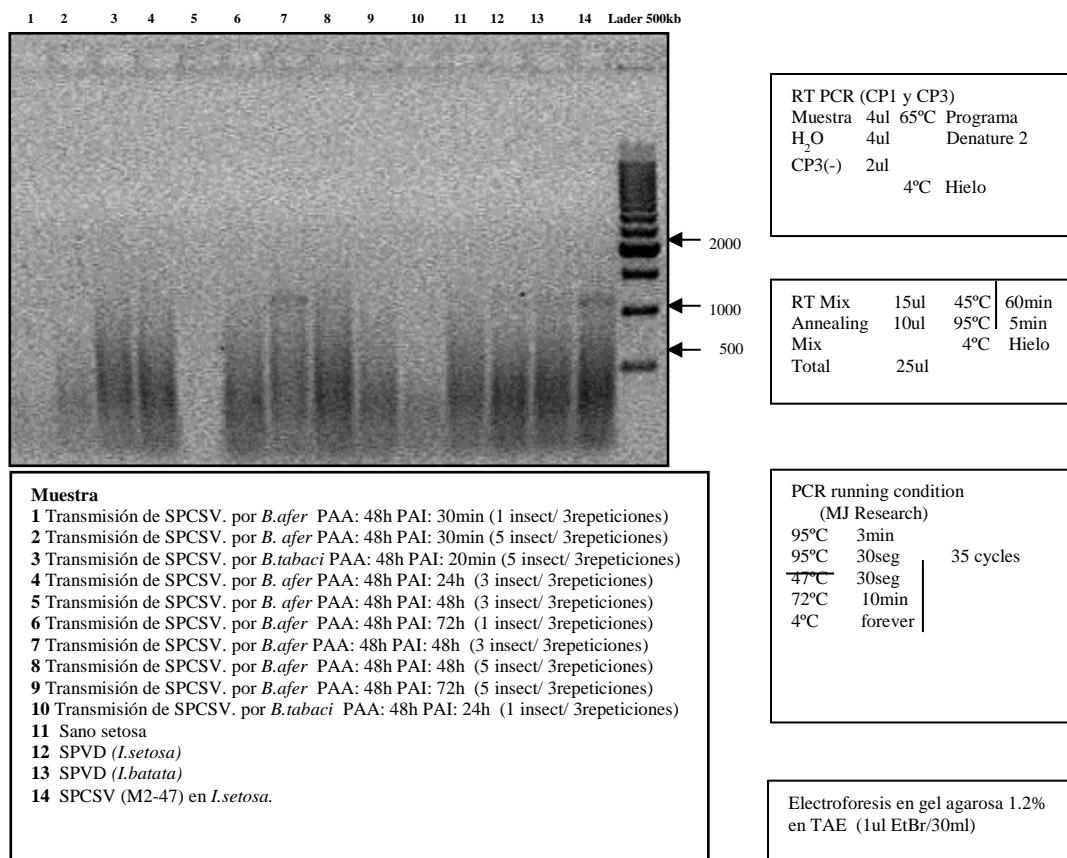


Figura 11. Detección del virus *SPCSV* mediante RT – PCR transmitido por *B. afer*.

Tabla 8. Transmisión del virus *Sweet potato chlorotic stunt virus* por *Bemisia afer* y *B. tabaci* biotipo B usando un insecto adulto, un período del acceso de adquisición fue de 72 horas, plantas de *I. setosa* infectadas fueron usadas para la adquisición las que fueron inoculadas en *I. setosa* sanas para la inoculación.

PAI*(h)	<i>Bemisia afer</i>		<i>Bemisia tabaci</i> biotipo B	
	No. de infect/ total plant	Transmisión (%)	No. de infect/ total plant	Transmisión (%)
10min	3/10	30	1/10	10
20min	4/10	40	1/10	10
30min	3/10	30	0/10	0
1h	1/10	10	3/10	30
24h	0/10	0	1/10	10
48h	0/10	0	1/10	10
72h	0/10	0	0/10	0

*PAI: Periodo acceso inoculación

Tabla 9. Transmisión del virus *Sweet potato chlorotic stunt virus* por *Bemisia afer* y *B. tabaci* biotipo B usando diversos números de insectos adultos, un período del acceso de adquisición fue de 48 horas, las plantas de camote infectadas fueron usadas para la adquisición en *I. setosa* como planta hospedera de inoculación.

PAI (h)	No. Insect	<i>Bemisia afer</i>		<i>Bemisia tabaci</i> biotipo B	
		No. infect/ total plant	Transmisión (%)	No. infect/ total plant	Transmisión (%)
10 min	1	0/3	0	0/3	0
	3	0/3	0	0/3	0
	5	0/3	0	0/3	0
20 min	1	0/3	0	0/3	0
	3	0/3	0	0/3	0
	5	0/3	0	0/3	0
30 min	1	2/3	66.6	0/3	0
	3	1/3	33.3	0/3	0
	5	0/3	0	0/3	0
1h	1	0/3	0	0/3	0
	3	0/3	0	0/3	0
	5	0/3	0	1/3	33.3
24h	1	1/3	33.3	0/3	0
	3	1/3	33.3	0/3	0
	5	2/3	66.6	0/3	0
48h	1	0/3	0	0/3	0
	3	0/3	0	0/3	0
	5	1/3	33.3	1/3	33.3
72h	1	1/3	33.3	1/3	33.3
	3	1/3	33.3	1/3	33.3
	5	0/3	0	1/3	33.3

Tabla 10. Transmisión del virus *Sweet potato chlorotic stunt virus* por *Bemisia afer* y *B. tabaci* biotipo B usando diversos números de insectos adultos, el período del acceso de inoculación fue de 24 horas, y los períodos de acceso de adquisición fueron de 6 y 12 horas, las plantas infectadas fueron de *I. setosa*.

PAA (h)	No. Insect	<i>Bemisia afer</i>		<i>Bemisia tabaci</i> biotipo B	
		No. infect/ total plant	Transmisión (%)	No. infect/ total plant	Transmisión (%)
6	1	0/3	0	0/3	0
	3	1/3	33.3	1/3	33.3
	5	0/3	0	0/3	0
12	1	1/3	33.3	0/3	0
	3	0/3	0	0/3	0
	5	1/3	33.3	3/3	100

Tabla 11. Eficiencia de transmisión de *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV) con adultos individuales de *Bemisia afer* y *B. tabaci* biotipo “B”, usando plantas de camote infectados para la adquisición e *Ipomoea nil* para las inoculaciones.

		Temperatura (°C)													
		20						25							
Virus		Replicaciones				Eficiencia (%)		Replicaciones				Eficiencia (%)			
Especie		1	2	3	4	STD	SE	1	2	3	4	STD	SE		
<i>B. afer</i>	SPCSV	3/23	2/25	2/25	4/25	11.2	0.96	0.24	4/25	2/25	2/25	5/25	13	1.5	0.38
	SPCSV														
	+	1/25	3/24	2/25	4/25	10.1	1.29	0.32	1/25	2/25	3/24	1/25	6.1	0.96	0.24
	SPFMV														
<i>B. tabaci</i>	SPCSV	4/25	2/25	0/25	1/25	7	1.71	0.43	3/25	2/25	0/25	3/25	8	1.41	0.35
	SPCSV														
	+	2/25	4/25	4/24	3/25	13.1	0.96	0.24	2/24	6/25	0/25	4/25	12.1	2.58	0.65
	SPFMV														

Tabla 12. Análisis estadístico para una prueba de igual o mayor proporción (n= 98-100) de transmisión de *Sweet potato chlorotic stunt virus (SPCSV)* por dos especies de mosca blanca a diferentes temperaturas, usando el programa R estadístico.

Especie	Fuente virus	Temperatura					
		20		25		20 vs 25	
		Chi-cuadrado	Valor-p	Chi-cuadrado	Valor-p	Chi-Cuadrado	Valor-p
<i>B. afer</i>	(SPCSV+ SPFMV)	6x10 ⁻⁰⁴	0.98	1.33	0.25	-	-
	versus SPCSV						
	SPCSV + SPFMV	-	-	-	-	0.26	0.61
	SPCSV	-	-	-	-	0.03	0.87
<i>B. tabaci</i> biotipo B	(SPCSV+ SPFMV)						
	versus SPCSV	1.44	0.23	0.53	0.46	-	-
	SPCSV + SPFMV	-	-	-	-	0	1
	SPCSV	-	-	-	-	0	1
<i>B. afer</i> vs <i>B. tabaci</i> biotipo B	(SPCSV+ SPFMV)	0.19	0.66	0.93	0.33	-	-
	versus SPCSV						
<i>B. afer</i> vs <i>B. tabaci</i> biotipo B	SPCSV	0.62	0.43	0.85	0.36	-	-

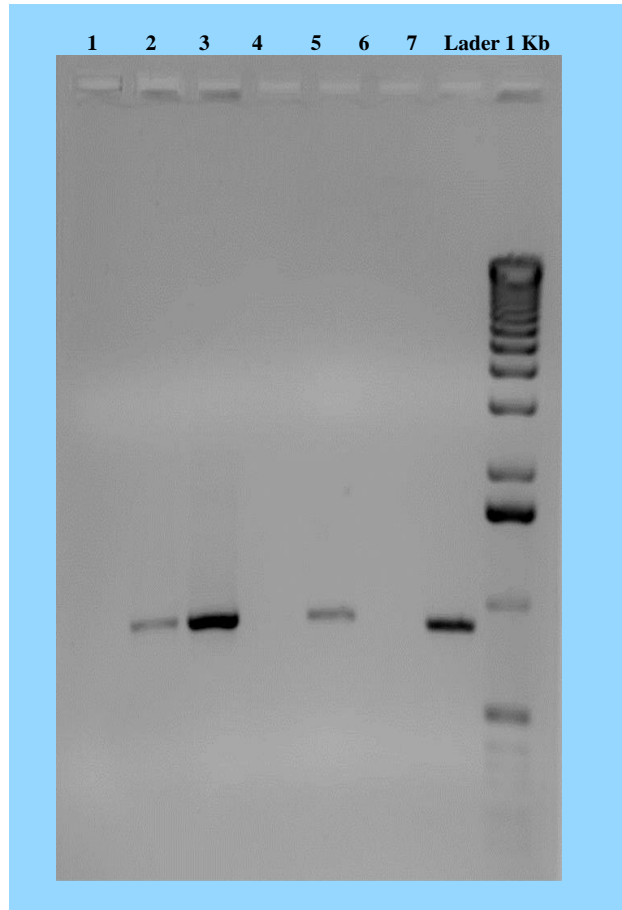


Figure 12. Transmisión de *SPLCV* por *Bemisia afer* usando los cebadores SPV G1, SPV G2 para geminivirus. 1 muestra del CIP transmisión de *SPLCV* por *B. afer*; 2-3 *SPLCV*: controles de invernaderos; 4 *I. setosa* sano; 5 Control de *SPLCV* extracciones anteriores; 6 *I. setosa* sano; *TYLCV* (control de geminivirus).

V. CONCLUSIONES

1. El ciclo de desarrollo de *B. afer* varía de 28 a 40 días para los machos y 35 a 48 días para las hembras bajo condiciones de $20.7 \pm 0.06^{\circ}\text{C}$ y $68.5 \pm 0.5\%$ HR.
2. Las hembras apareadas tienen una longevidad de 24.16 días siendo más longevas que las hembras no apareadas y los machos apareado y no apareados.
3. Los huevos puestos son viables en un 100% y la proporción de sexo es siempre mayor para hembras que para machos (1.5: 1).
4. Las hembras ovipositan individualmente los huevos teniendo preferencia por el envés de las hojas, el mayor porcentaje de eclosión se da entre 7:00 – 9:00 de la mañana, observándose una partenogénesis del tipo arrenotoca.
5. *B. afer* es vector de *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV) pero no de *Sweet potato leaf curl virus* (SPLCV).

6. El período de acceso de adquisición (PAA) transmitido para *SPCSV* se da a partir de las 6 horas incrementándose a las 48 horas.

7. El período de acceso de inoculación (PAI) transmitido es a partir de los 10 minutos incrementándose a las 24 horas.

VI. RECOMENDACIONES

1. Es necesario realizar un modelo fenológico para determinar el comportamiento de este insecto a temperaturas extremas, encontrar los parámetros críticos del ciclo de vida y con ello poder realizar una predicción de las poblaciones potenciales de *B. afer*.
2. Se sugiere futuros estudios con diferentes colonias de *B. afer* procedentes de diferentes zonas de la costa peruana, por lo que se debe conocer la existencia de biotipos de *B. afer* que podría influir en la transmisión de virus en camote y en otros cultivos.
3. Tomando en cuenta que *B. afer* transmite el virus *SPCSV* afectando el rendimiento en el cultivo de camote, así como *B. tabaci* que es también vector del mismo, se debe tomar mayor importancia dentro del MIP del camote el control de estas especies por ser vectores de virus que afectan el rendimiento del cultivo, sobre todo cuando el virus está presente en sinergismos con el *SPFMV*.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. **Alpizar, D. M. 1993.** Aspectos básicos sobre las Moscas Blancas con énfasis en *Bemisia tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum*. Ministerio de Agricultura y Ganadería. Dirección de Sanidad Vegetal. Departamento de Entomología. Comisión Nacional de Moscas Blancas. Boletín Divulgativo 112. San José, Costa Rica.
2. **Ammar E. D. 1991.** Mechanisms of plant virus transmission by homoptera insects. En “Electron microscopy of plant pathogens. pp: 133 – 146. Eds. Mendgen K., Lesseman D. E. Springer – Verlag.
3. **Anderson P; Martin J; Hernandez P; Lagnaoui A. 2001.** *Bemisia afer* Sen.Lat. (Homoptera: Aleyrodidae) outbreak in The Ameritas. Florida Entomologist 84(2).
4. **Aritua V; Alicai T; Adipala E; Carey E.E and Gibson R.W. 1998.** Aspects of resistance to sweet potato virus disease in sweet potato. Ann. Appl. Biol. 132:387-398.
5. **Avas B. H and Salguero V. 1987.** *Bemisia tabaci*, Sweet potato Whitefly, in Florida (Homoptera: Aleyrodidae: Aleyrodinae). Dept. Agric. Entomology Circular No. 292.
6. **Azab A.K; Megahed M and EL – Mirsawi H. D. 1971.** On the Biology of *Bemisia tabaci* Genn.) Homoptera: Aleyrodidae. Boletín de la Societé Entomologique de Egypte. 55: 305 – 315.
7. **Belloti A; Smith L; Lapointe S. 1999.** Recent advances un cassava pest manegement. Annual. Ev. Entomologist 44: 343-370.

8. **Bellow T. S., Pained T.D; Arakawa K.Y. Meisenbacher C; Leddy P; Kabashima J.1990.** Biological Control Sought for Ash Whitefly; California Agriculture. 44: 4- 6.
9. **Bink – Moenen R. M. 1983.** Revision of the African whiteflies. Monografieen van de Nederlandse Entomologisch Vereniging No. 10. 211 pp.
10. **Byrne D; Bellows, T. 1991.** Whitefly biology. Annv. Rev. Entomol. 36: 43 – 57.
11. **Brown J. K. 1990.** An update on the whitefly-transmitted geminiviruses in the Americas and the Caribbean basin. FAO (Food Agric. Organ U.N.) Bull. 39:5-23.
12. **Calvert L.A; Cuervo M; Arroyave J.A., Constantino L.M; Belloti A and Frohlich D. 2001.** Morphological and mitochondrial DNA marker analysis of whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) colonizing cassava and beans in Colombia Ann. Entomol. Soc. Am. 94: 512-519.
13. **Carabaly M 2004.** Potencial de resistencia de diferentes genotipos de yuca *Manihot sculenta* Crantz al biotipo “B” de mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homptera: Aleyrodidae). Tesis de grado Magíster en Ciencias Biológicas. Universidad del Valle. Facultad de Ciencias. Dpto. de Biología. Cali. Colombia. 99pp.
14. **Carey E.E; Gibson R.W; Fuentes S; Machmud M; Mwangi R.O.M; Turyamureeba G; Zhang L.M.A; D.Aboel- Abbas F; El-Bedewy R; Salazar L.F.1999.** The causes and control of virus diseases of sweet potato in developing countries. Is sweet potato virus disease the main problem? Progam Report, 1997 – 1998. CIP, 1999, pp: 241 – 248.
15. **Celix A; López – Sese A; Almazara N; Gomez – Guillamón M.L; Rodríguez – Cerezo. E. 1996.** Characterization of Cucurbit yellow stunting disorder virus, a *Bemisia tabaci* – transmitted closterovirus. Phytopahtology. 86:1370 – 1376.

16. **Chung M.L; Liao C.H; Chen M.J; Chiu R.J. 1985.** The isolation, transmission and host range of sweet potato leaf curl disease agent in Taiwan. *Plant Prot. Bull (Taiwan)* 27: 333 – 342.
17. **Cohen S; Duffus J.E; Liu H.Y. 1992.** A new *Bemisia tabaci* biotype in the southwestern United States and its role in silverleaf of aquash and transmission of *Lettuce infectious yellow virus*. *Phytopathology* 82: 86-90.
18. **Cohen J., Milgram M; Antignus Y; Peralman M; Lachman O and Loebenstein G. 1997.** *Ipomoea crinkle leaf curl* caused a whitefly – transmitted Gemini – like virus. *Ann Appl. Biol.* 131: 273 – 282.
19. **Cohen S and Nitzany F. E. 1966.** Transmission and host range of the tomato yellow leaf curl virus. *Phytopathology* 56:1127-1131.
20. **Cucho V. F. 1993.** Distribución de los principales virus de camote *Ipomoea batatas* (L.) Lam.) en Surco Chico del Perú (Nazca – Cañete). Tesis para optar el título de ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional San Luis Gonzaga, Ica – Perú. 86p.
21. **Di Feo L; Nome S.F; Biderbost E; Fuentes S; Salazar L.F. 2000.** Etiology of web potato chlorotic dwarf disease in Argentina. *Plant Dis.* 84: 35 – 39.
22. **Duffus J.E 1996.** Beet pseudo-yellow virus, transmitted by *Trialeurodes vaporariorum* *Phytopathology*. Vol. 55. P. 150-153.
23. **Klassen V.A; Mayhew D; Fisher D; Falk B.W. 1996.** In vitro transcripts from cloned cDNAs of the LIYV closterovirus bipartite genomic RNAs are competent for replication in *Nicotiana benthamiana protoplasts*. *Virology* 222: 169 – 175.
24. **Fuentes S. 1994.** Identificación preliminar de un virus de camote (C-6). Centro Internacional de la Papa. *Fitopatología* 29: 38.
25. **Fuentes S; Arellano J; Meza M.A. 1997.** Estudios preliminares de un Nuevo virus (C-8) de camote. *Fitopatología* 32:9.

26. **Fuentes S and SALAZAR, L.F. 1989.** Identificación del virus en camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). Fitopatología 24: 43.
27. **Fuentes S y Sañazar L.F. 1997.** Avances en el estudio de closterovirus afectando camote (*Ipomoea batatas*) en el Perú. Fitopatología 32: 9.
28. **Fuentes S and Salazar L.F. 2003.** First report of *Sweet potato leaf curl virus* in Peru. Plant Dis. 87:98
29. **Ghanim M; Morin S; Zeidan M; Czosneck. 1998.** Evidence for transovarial transmission of *Tomato yellow leaf curl* by its vector, the whitefly *Bemisia tabaci*. Virology, 240: 295 – 303.
30. **Gerling D; Honowitz A. R and Baumgaertner J. 1986.** Autoecology of *Bemisia tabaci*. Agriculture, Ecosystems and Environment 17: 5 – 19.
31. **Gibson R.W; Mwangi R.O.M; Kasule S; Mpenbe I and Carey E.E. 1997.** Apparent absence of viruses in most symptomless field – grown sweet potato in Uganda. Ann. Appl. Biol. 130: 481 – 490.
32. **Gibson R.W; Mpenbe I; Alicai T; Carey E.E; Mwangi R.O.M; Seal S.E; and Vetten H.J. 1998.** Symptoms, actiology and serology analysis of sweet potato virus disease in Uganda. Plant Pathology 47: 95 – 102.
33. **Gutiérrez D. 2001.** Distribución e incidencia del “*Sweet potato Chlorotic Stunt Virus*” (*SPCSV*) en el Valle de Cañete y estimación del efecto de la infección viral sobre el rendimiento en el cultivo del camote (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). Tesis para optar el título de Bióloga. Universidad Nacional Agraria La Molina. 99pp.
34. **Gutiérrez D; Fuentes S and Salazar LF. 2003.** Sweet potato Virus Disease (*SPVD*): Distribution, Incidence, and Effect on Sweet potato Yield in Peru. Plant Dis. 87:297-302.

35. **Hamilton D. 2000.** Withefly-transmitted viruses and withefly species in Islas Canarias, Spain.
36. **Harris K.F; Pesic – van Esbroek Z; Duffus J.E. 1996.** Anatomy of a virus vector. En: “*Bemisia* 1995: taxonomy, biology, damage, control and management”. pp: 289-317. Ed. Gerling, D; Mayer, R.T. Intercept Ltd, UK.
37. **Hilje L. 1993.** Esquema conceptivo para el manejo integrado de la mosca blanca *Bemisia tabaci* en el cultivo del tomate. Manejo Integrado de plagas, Costa Rica. No. 29 p 51-57.
38. **Hilje L; Arboleda O. 1993.** Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en América Central y el Caribe. Serie Técnica. Informe Técnico No.205. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 66 p.
39. **Hilje 1995.** Aspectos bioecológicos de *Bemisia tabaci* en Mesoamérica; Rev. Manejo Integrado de Plagas; Costa Rica. No 35. p. 46 – 54.
40. **Hilje I. 1996.** Metodología para el estudio y el manejo de la mosca blanca y geminivirus. Centro Agronómico tropical de investigación y enseñanza. Unidad de Fitoprotección. Turrialba, Costa Rica. VI-XV.
41. **Hilje L. 1999.** Mosca Blanca al Día. Boletín informativo No. 27.
42. **Hoffman and Byrne 1986.** Effects of temperature and Photoperiod up on adult eclosion of the Sweet potato Whitefly, *Bemisia tabaci*. Departament of Entomology University of Arizona. Tucson, AZ85721, USA. Entomol. Exp. appl.42: 139 – 143.
43. **Hollings M; Stone O.M and Bock K.R. 1976.** Purification and properties of sweet potato mild mottle, a whitefly-borne virus from sweet potato (*Ipomoea batatas*) in East Africa. Ann. Appl. Biol. 82: 511-528.
44. **Hull R. 2002.** Matthew’s Plant Virology. Academic Press. 1001pp.

45. **James C. K; Perry K. L. 2004.** Transmission of plant viruses by aphid vectors. *Molecular Plant Pathology* (2004) 5 (5) , 505–511.
46. **Kerns D.L; Palumbo J.C. 1996.** MIP en Lechuga: Suroeste de los Estados Unidos. Univ. de Ariz., Coop. Extn. 195017, Tucson. IPM Serie No. 5.
47. **Kennedy J.S; Day M.F; Eastpo V.F 1962.** A conspectus of aphids as vectors plant viruses. Commonwealth Institute of Entomology.
48. **Kokkinos C.D. and Clark C.A. 2006.** Real – Time PCR Assays for detection and quantification of Sweet potato viruses. *Plant Dis.* 90:783-788.
49. **Laird and Dicson. 1959.** Insect transmission of Leaf-crumple virus of cotton. *Phytopathology.* Vol.49. pp. 324-327.
50. **Lagnaoui A. 2001.** The whithefly complex (Homoptera: Aleyrodidae) affecting sweet potato in the Cañete Valle of Peru. Symposium international: Sweet potato Food and health for the future. Sec BII-O-11.
51. **Liu T and Stansly P. 1998.** Life History of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) on hibiscus *Rosa sinensis* (Malvacea). *Florida Entomologist* (Vol 81, No 3).
52. **Loebenstein G; Fuentes S; Cohen J. and Salazar L. F. 2003.** Sweet Potato. pp. 223–248 In: *Virus and Virus-like Diseases of Major Crops in Developing Countries*, Loebenstein, G and Thottappilly, G. (Eds). Kluber Academic Publishers, Dordrecht, the Netherlands.
53. **López – Ávila A. 1986.** Taxonomía y Biología. En FAO/CAB 1986. *Bemisia tabaci* Lit. Surv.
54. **Lotrakul P; Valverde R.A and Clark C.A; Sim, J and De La Torre R. 1998.** Detection of a geminivirus infecting a sweet potato in the United States. *Plant dis.* 82: 1253 – 1257.

55. **Lotrakul P; Valverde R.A. 1999.** Cloning of a DNA-A-like genomic component of sweet potato leaf curl virus nucleotide séquence and phylogenetic relationships. Mol Plant Phatol. On-Line, publication 1999/0422lotrakul.
56. **Lotrakul P; Valverde R.A; and Clark C.A. 2002.** Sweet potato leaf curl virus and related geminiviruses in Sweet potato. Pp 135 – 141. Proc.1ST IS on Sweet potato. Ed. T.Ames Acta Hort. 583 ISHS 2002.
57. **Martin J.H. 1987.** An identification guide to common whitefly pest species of the world (Homoptera: Aleyrodidae). *Tropical Pest Management* 33, 298-322.
58. **Martin J.H. 1999.** *Bemisia tabaci* (Gennadius). Fiches informatives OEPP Sur Les Organismes de Quarantaine. List A2 Bayer Code Bemita. Bolletin OEPP No 19: 733 – 7S37.
59. **Martin J.H. 1999.** The whitefly fauna of Australia (Sternorrycha: Aleyrodidae): a taxonomic account and identification guide. CSIRO, Canberra, Australia (CSIRO Entomology Technical paper No 38).
60. **Martin J; Mifsod D and Rapisarda C. 2000.** The whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) of Europe and the Mediterranean Basin Bulletin of Entomological Research 90,407-448.
61. **Maruthi M.N; Hillocks R.J; Mtunda K; Raya M.D; Muhanna M; Kiozia H; Rekha A.R; Colvin J and Thresh J.M. 2005.** Transmission of *Cassava brown streak virus* by *Bemisia tabaci* (Gennadius). J. Phytopathology 153:307-312.
62. **Miano D. W; La Bonte D. R; Clark, C. A., Valverde, R. A., Hurtt, S., Li, R. 2006.** First Report of a Begomovirus Infecting Sweet potato in Kenya. Plant Dis. 90:832, 2006.

63. **Monger W.A; Seal S; Issacs A.M; and Foster G.D. 2001.** Molecular characterisation of cassava brown streak virus coat protein gene. *Plant Pathology*, 50, 527-534.
64. **Montoya A; Pérez G y Lobaton V. 1996.** Ciclo de vida y Dinámica Poblacional de *Bemisia tabaci* en algodón. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)* No 41.
65. **Morales F. and Jones P. 2004.** The ecology and epidemiology of whitefly-transmitted viruses in Latin America. *Virus Res.* 100:57-65.
66. **Morillo F. y Marcano R. 1997.** Estudio del desarrollo de la Mosca Blanca en diferentes genotipos de tomate. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Agronomía. Apdo. 4579. Maracay. Venezuela. *Agronomía Trop.* 47 (3): 271 – 286.
67. **Morin S; Ghanim M; Zeidan M; Czosnek H; Verbeek M; Van del Heuvel J.F.J.M. 1999.** El homologue from endosymbiotic bacteria of the whitefly *Bemisia tabaci* is implicated in the circulative transmission of *Tomato yellow leaf curl virus*. *Virology.* 256: 75 – 84.
68. **Moriones E; Arnó J; Acotto G.P; Noris E. and Cavallarin L 2003.** First report of *Tomato yellow leaf curl virus* in Spain. *Plant Disease*, 77: 953.
69. **Mound and Halsey 1978.** Whitefly of the World a Systematic Catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data. British Museum (Natural History). Chichester – New York – Brisbane – Toronto. 340.
70. **Mound L.1983.** Biology and identity of whitefly vector for Plant Pathogens. En FAO/CAB. 1986. *Bemisia tabaci* Lit. Surv.
71. **Mukasa S.B; Rubaihayo P.R and Valkonen J.P.T. 2006.** Interactions between a crinivirus, an ipomovirus and a potyvirus in coinfecting sweetpotato plants. *Plant Pathol.* 55:458-467.

72. **Mujica N; Zegarra O; Lagnaoui A. 2002.** Ocurrencia estacional de las moscas blancas *Bemisia tabaci* y *Bemisia afer* en el Valle de Cañete. Sociedad Entomológica del Perú (SEP). Programa y resúmenes. XLIV Convención nacional de Entomología. p 76.
73. **Narrea M. 2003.** Biología y comportamiento de *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring en dos especies hospederas camote (*I. batata*) y algodón (*G.bardanse*) bajo condiciones controladas y ambientales. Tesis Magister Scientiae. Universidad Agraria La Molina.
74. **NG J.C.K and Falk. B.W. 2006.** Virus-vector interactions mediating non-persistent and semi-persistent transmission of plant viruses. Annu. Rev. Phytopathol. 44:183-212.
75. **Ngeve N.M and Bouwkamp J.C. 1991.** Effects of sweet potato virus disease (SPVD) on the yield of sweet potato genotypes in Cameroon. Exp. Agric. 27: 221-225.
76. **Nome C.F; Nome S.F; Guzmán F; Conci L; Laguna IG. 2007.** Localization of *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV) in synergic infection with potyviruses in sweet potato. Biocell. 31(1): 23-31.
77. **Nuñez E y Aldecoa C. 1997.** Ciclo biológico de *Bemisia tabaci* biotipo "B" en tres hospederos. Programa Nacional de Control Biológico- SENASA- Lima y Univ. Nac. del Centro-Huancayo.
78. **Peña E. A; Pantoja A; Beaver J. 1992.** Determinación de la pubescencia de cuatro materials Genéticos de frijol (*Phaseolus vulgaris* L) y su efecto sobre el insecto *Bemisia tabaci* Gennadius. Revista Colombiana de Entomología Vol. 8 No 2: 41- 48.

- 79. Ranomenianahary S; Ramelison J; Ravoniarimelina B; Randrianarisoa E. 1998.** Comprension des interactions hote/virus/vecteurs par L' eutede epidemiologique da Cassava mosaic disease (CMD) das less ciq ecoregions de Madagascar. Abstract.
- 80. Raven K. 1993.** Familia Aleyrodidae. En Orden Homoptera II: Sternorrhyncha. Universidad Nacional Agraria La Molina. Parte VIII: 1-11.
- 81. Russell L. M. 1975.** Collection Records of *Bemisia tabaci* (Genn.) in the United States (Homoptera: Aleyrodidae). En FAO/CAB. 1986.
- 82. Salas J; Mendoza O. 1995.** Biology of the Sweet potato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) on the tomato. FONAIPOP> Centro de Investigaciones Agropecuarias del Estado de Lara. Barquisimetro, Vanezuela. Florida Entomologist (Vpl. 78, No 1).
- 83. Saldarriaga V.A; Alvarez A.M; Jaramillo, J.E. 1988.** Efecto del Amarillamiento de Venas transmitido por *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) en Papa. Revista Colombiana de Entomología Vol. 14(2) p 3-8.
- 84. Salguero V. 1993.** Perspectivas para el manejo del complejo mosca blanca – virosis. En: Hilje HILJE, L.; ARBOLEDA, O. Las moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en America Central e El Caribe. Turrialba: CATIE, 1992. p. 20-26. (CATIE. Serie Técnica. Informe Técnico, 205), 1993.
- 85. Sánchez G y Vergara, C. 1992.** Plagas del cultivo del camote. Universidad Nacional Agraria La Molina. Dpto. de Entomología. Lima – Perú. 97pp.
- 86. Sánchez G y Vergara, C. 1997.** Plagas de Hortalizas. Universidad Nacional Agraria La Molina. Dpto. de Entomología. Lima – Perú. 255 pp.
- 87. Sánchez 1994.** Ecología de Insectos. Departamento de Entomología. Universidad Nacional Agraria La Molina, 2º edición, 364 pp.
- 88. Sánchez A; Geraud-Pouey F and Esparza D. 1996.** Biología de la mosca del tabaco, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) y potencial para desarrollar sus

poblaciones sobre cinco especies de plantas hospederas. Rev. Fac. Agron. 1997, 14: 193-206.

89. **Shaeferes G.A y Terry E.R. 1976.** Insect transmisión of sweet Potato disease agents in Nigeria. *Phytopathology* 66: 642 – 645.
90. **Sharaf N. and Batta Y. 1985.** Effect of Some factors on the relationship between the whitefly *Bemisia tabaci* Genn. (Homop: Aleyrodidae) and the parasitoid. *Eretmocerus mundus* Merced (Hymenoptera: Aphelinidae). En FAO/CAB, 1986. *Bemisia tabaci*. Lit. Surv.
91. **Sheffield F.M.L. 1958.** Virus diseases of sweet potato in East Africa: II. Transmission to alternative hosts. *Phytopathology* 48:1-6.
92. **Shing Kai A; Maejima I; Iwasaki M; Sakamoto S; Muramine S; Ide, Y. and Yamakawa, O. 1978.** In Report on Investigation of *Sweet Potato Leaf Curl* Symptom. pp. 1-38, Agriculture, Forestry and Fisheries Research Council, Tokyo (in Japanese).
93. **Sim J; Valverde R.A; and Clark C.A. 2000.** Whitefly transmission of *Sweet potato chlorotic stunt virus*. *Plant Dis.* 84:1250.
94. **Soria C; Gomez – Guillamón M.L; Duffus J.E. 1991.** Transmission of the agent causing a melon yellowing disease by the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* in southeast Spain. *Netherlands Journal of Plant Pathology* 97: 289 – 296.
95. **Trenado H.P; Lozano G; Valverde R.A. and Navas-Castillo J. 2007.** First report of *Sweet potato virus G* and *Sweet potato virus 2* infecting sweet potato in Spain. *Plant Dis.* 91: 1687.

96. **Tian T; Rubio L; Yeh H.H; Crawford B and Falk B.W. 1999.** *Lettuce infectious yellows virus*: In vitro acquisition analysis using partially purified virions and the whitefly *Bemisia tabaci*. Journal of General Virology 80: 1111 – 1117.
97. **Untiveros M; Fuentes S and Salazar L.F. 2007.** Synergistic interaction of Sweet potato chlorotic stunt virus (Crinivirus) with carla-, cucumo-, ipomo- and potyviruses infecting sweet potato. Plant Dis. 91:669-676.
98. **Valencia L. 2000.** La Mosca Blanca en la Agricultura Peruana. Lima Servicio Nacional de Sanidad (SENASA) pp 111.
99. **Valverde R.A; Sim J and Lotrakul P. 2004.** Whitefly transmission of sweet potato viruses. Virus Res. 100: 123-128.
100. **Vaissayre M, 2001.** A basic outline of the insect-related stickiness problem and its management in cotton.
101. **Whitefly Knowledgebase. 1995.** Developed at university of Florida in Cooperation with Scientists at: Texas A y M University and University of California and Cotton incorporated.
102. **Winter S; Purac A; Hamilton R.I. 1992.** Partial characterization of the genomic RNA of a closterovirus asociate with the sweet potato virus disease complex. Phytopathology (USA). Vol. 82 (10): 1071.
103. **Wintermantel W.M. 2004.** Emergence of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) transmitted crinivirus as threats to vegetables and fruit production in North America. APSnet feature article June 2004. Online publication.
104. **Wintermantel W.M and Wisler G.C. 2006.** Vector specificity, host range, and genetic diversity of *Tomato chlorosis virus*. Plant Dis. 90:814-819.
105. **Wisler G. C; Duffus J.E; Liu H.Y and Li S. H. 1998.** Ecology and Epidemology of Whitefly – Transmitted Closterovirus. Plant. Dis. 82: 270 – 280.

- 106. Xiong B and Kocher T.D. 1991.** Comparison of mitochondrial DNA sequences of seven morpho-species of black flies (Diptera: Simuliidae). *Genome* 34:306-311.
- 107. Zbowski P; Storey R. 2000.** A field guide to insects in Australia. Edit. Reed new Holland. 207pp.
- 108. Zouba A.A; López M.V; Anger H. 1998.** *Squash yellow leaf curl virus*. A new whitefly - transmitted poty – like virus. *Plant disease* 82: 475 – 478.

ANEXOS

Huevo N°	Duración
1	8
2	9
3	8
4	9
5	8
6	8
7	9
8	8
9	9
10	8
11	9
12	8
13	8
14	9
15	9
16	8
17	9
18	9
19	8
20	9
21	8
22	9
23	9
24	8
25	8
Promedio	8.48
S	0.5
Min	8
Max	9

Cuadro 1. Duración de días del período de incubación de *B. afer*, bajo condiciones de invernadero ($20.7 \pm 0.06^{\circ}\text{C}$ y $68.5 \pm 0.5\%$ HR)

Número de repetición	Longevidad (días)	Huevos	hembras emergidas	Machos emergidos	Proporción de sexos
1	27	144	30	28	
2	4	10	5	5	
3	28	250	125	117	
4	25	91	79	12	
5	34	129	91	72	
6	38	143	100	43	
7	4	12	8	4	
8	22	136	91	33	
9	4	23	16	6	
10	48	150	120	99	
11	10	90	54	36	
12	30	223	115	54	
13	6	16	10	5	
14	32	235	107	85	
15	9	33	15	5	
16	3	31	14	2	
17	15	122	31	15	
18	40	248	156	91	
19	39	47	39	3	
20	31	260	122	120	
21	32	152	75	70	
22	15	168	91	36	
23	40	287	145	140	
24	41	186	45	35	
25	27	192	144	48	
Max	48	287	156	140	
Min	3	10	5	2	
Promedio	24.16	135.12	73.12	46.56	1.5

Cuadro 2. Proporción de sexos de *B. afer* bajo condiciones de invernadero ($20.7 \pm 0.06^{\circ}\text{C}$ y $68.5 \pm 0.5\%$ HR)