

**Artrópodos plaga y enfermedades que afectan el cultivo de la soya [*Glycine max* L. (Merr.)] en Puerto Rico: Monitoreo e Identificación.**

Por

**Diego Mauricio Viteri Dillon**

Tesis sometida en cumplimiento parcial de los requisitos para el grado de

**Maestro en Ciencias  
en  
Protección de Cultivos**

UNIVERSIDAD DE PUERTO RICO  
RECINTO UNIVERSITARIO DE MAYAGÜEZ  
2008

Aprobado por:

---

Lydia I. Rivera Vargas, Ph.D.  
Miembro, Comité Graduado

---

Fecha

---

Irma Cabrera, MSc.  
Miembro, Comité Graduado

---

Fecha

---

James Beaver, Ph.D.  
Miembro, Comité Graduado

---

Fecha

---

Consuelo Estévez, Ph.D.  
Presidenta del Comité Graduado

---

Fecha

---

Elide Valencia, Ph.D.  
Representante de Escuela Graduada

---

Fecha

---

Arístides Armstrong, MSc.  
Director del Departamento

---

Fecha

## ABSTRACT

During 2006 and 2007, experimental plots located in Adjuntas, Juana Díaz and Isabela, Puerto Rico were monitored for the identification of pests and prevalence of diseases on soybean, *Glycine max*. In the three locations 16 species of arthropods representing 13 different genera were identified. In the Coleopteran order the American beetle, *Systema basalis*, was the most abundant species in Adjuntas, and soybean was identified as a potential host. The green beetle, *Diabrotica graminea*, was the other species identified in Adjuntas and Juana Díaz. The bean beetle, *Cerotoma ruficornis*, was identified at all locations. The species identified in the Lepidoptera order were: *Omiodes indicata*, *Spodoptera ornitogalli* and *Spodoptera* sp. In Adjuntas, *Spodoptera ornitogalli*, was occasionally found. Common species in the Thysanoptera order were: *Thrips palmi* and *Frankliniella schultzei*. However, in Juana Díaz, the exotic species identified were: *Caliothrips phaseoli* and *Frankliniella gossipyana*. The whitefly, *Bemisia* sp., and soybean lace bug, *Nezara viridula*, were the species of the Hemiptera order identified at the three locations. In general, the damage caused by the arthropods species was low with the exception of *Bemisia* sp and *Spodoptera* sp which are important as Carlavirus vector and defoliator, respectively. Three different field trapping methods for arthropods were evaluated. Direct observation was the best technique for the coleopteran species, compared with the sweep net and groundcloth techniques. The following diseases were identified on soybean: *Sclerotium rolfsii*, *Cercospora sojina*, *Peronospora manshurica*, *Xanthomonas campestris* pv. *glycines* and *Carlavirus*. The carlavirus, which showed the highest incidence in Juana Díaz, is a new disease in Puerto Rico. It has been identified in other subtropical and tropical countries.

## RESUMEN

Durante los años 2006-2007, se realizaron siembras de parcelas experimentales en las localidades de Adjuntas, Juana Díaz e Isabela, Puerto Rico para identificar los artrópodos plaga y las enfermedades prevalentes en el cultivo de soya, *Glycine max.* En las 3 localidades se identificaron 16 especies de artrópodos en 13 géneros en el cultivo de soya. Dentro del orden Coleóptera, el escarabajo perforador americano, *Systema basalis*, fue el espécimen más abundante en la localidad de Adjuntas y se observó que la soya es un hospedero alterno. Otro espécimen identificado en Adjuntas y Juana Díaz fue el escarabajo perforador verdoso, *Diabrotica graminea*. El escarabajo perforador de la habichuela, *Cerotoma ruficornis*, fue observado en las 3 localidades. Los lepidópteros identificados en las localidades de Juana Díaz e Isabela fueron: *Omiodes indicata*, *Spodoptera ornitogalli*, y *Spodoptera* sp., mientras que en Adjuntas se observó ocasionalmente la presencia de *Spodoptera ornitogalli*. Los thysanopteros más comunes en las tres localidades fueron: *Thrips palmi* y *Frankliniella schultzei*, sin embargo en la localidad de Juana Díaz las especies *Frankliniella gossypiana* y *Caliothrips phaseoli* son un nuevo record para la isla. La mosca blanca, *Bemisia* sp., y el chinche de la soya, *Nezara viridula*, fueron los hemípteros identificados en las 3 localidades. En general el daño causado por los artrópodos identificados fue bajo, con excepción de la mosca blanca como transmisor de carlavirus y *Spodoptera* sp. como consumidores de hojas. La mejor técnica de muestreo para coleópteros fue la visual en comparación con la red entomológica y el uso de paños. Las enfermedades identificadas en el cultivo de soya fueron las siguientes: *Sclerotium rolfsii*, *Cercospora sojina*, *Peronospora manshurica*, *Xanthomonas campestris* pv *glycines* y *Carlavirus*. El *Carlavirus* que presentó su mayor incidencia en Juana Díaz es una nueva enfermedad en

soya para Puerto Rico. Se ha reportado este virus previamente en países subtropicales y tropicales.

*A mi madre por el amor y apoyo incondicional durante toda mi vida profesional. A mi padre que vive en mi corazón y que me da fuerzas a cada momento de vida, a mi Tica por haberme criado, a Carolina mi esposa por ser el eje y apoyo de todas mis aspiraciones y a mis hermanos porque veo un ejemplo de méritos a seguir.*

## **AGRADECIMIENTOS**

A Dios por darme vida, salud e iluminarme durante el desarrollo de la investigación. A mi familia por ser el apoyo incondicional y confiar en mí a toda plenitud. A mi padre que fue el gestor para involucrarme en el estudio de ciencias biológicas.

Mis más sinceros agradecimientos a la Dra. Consuelo Estévez, por brindarme la oportunidad para realizar mi Maestría, así como por incentivar mi aprendizaje y conocimiento profesional en el área de fitopatología. A la Profesora Irma Cabrera Asencio por guiarme en la parte entomológica de la presente investigación. Gracias al Dr. José Carlos Rodríguez por su apoyo en el área de Virología y al Dr. Raúl Macchiavelli en la parte de estadística. Además quiero agradecer a los Directores y personal de las Estaciones Experimentales de Adjuntas, Juana Díaz e Isabela, por brindarme todo el apoyo para el desarrollo de los experimentos de campo. Al Departamento de Protección de Cultivos y sus secretarías Jeannette Morales y María Pagán. Gracias al proyecto ZTS-31 que financió este trabajo de investigación

## TABLA DE CONTENIDO

<b>LISTA DE CUADROS.....</b>	<b>X</b>
<b>LISTA DE FIGURAS.....</b>	<b>XI</b>
<b>1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
<b>2. REVISIÓN DE LITERATURA.....</b>	<b>4</b>
2.1 Artrópodos plaga en soya.....	4
2.1.1 Orden Coleóptera.....	6
2.1.2 Orden Thysanóptera.....	9
2.1.3 Orden Lepidóptera.....	10
2.1.4 Orden Hemíptera.....	12
2.2 Técnicas de muestreo.....	14
2.3 Enfermedades.....	16
2.3.1 Damping off.....	16
2.3.2 Marchitez vascular.....	17
2.3.3 Tizón de la vaina del tallo.....	18
2.3.4 Podredumbre de la raíz y base del tallo.....	18
2.3.5 Podredumbre carbonosa del tallo.....	19
2.3.6 Podredumbre roja de la corona.....	20
2.3.7 Podredumbre húmeda del tallo.....	20
2.3.8 Pudrición marrón del tallo.....	21
2.3.9 Antracnosis.....	22
2.3.10 Cancro del tallo.....	23
2.3.11 Roya de la soya.....	24
2.3.12 Mancha por <i>Cercospora</i> .....	25
2.3.13 Mancha marrón.....	26
2.3.14 Mustia hilaginosa.....	27
2.3.15 Añublo polvoriento.....	28
2.3.16 Añublo lanoso.....	29
2.3.17 Quemazón de la hoja.....	30
2.3.18 Mancha por <i>Alternaria</i> .....	31
2.3.19 Mancha de anillos concéntricos.....	31
2.3.20 Tizón bacteriano.....	32
2.3.21 Pústula bacteriana.....	32
2.3.22 Enfermedades causadas por virus.....	33
2.3.23 Enfermedades causadas por nemátodos.....	36
<b>3. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>38</b>
3.1 Lotes experimentales.....	38
3.2 Muestras e identificación de artrópodos.....	45
3.2.1 Técnicas de muestreo.....	46
3.2.2 Identificación.....	46
3.3 Monitoreo de enfermedades.....	47

3.4	Procesamiento de muestras.....	48
3.4.1	Hongos.....	48
3.4.2	Extracción del ADN y amplificación de la región ITS.....	49
3.4.3	Prueba ELISA para <i>Phakopsora</i> spp.....	50
3.5	Bacterias.....	51
3.5.1	Tinción Gram.....	51
3.5.2	Prueba Oxidasa.....	51
3.6	Virus del ennegrecimiento del tallo.....	52
3.6.1	Siembra de hospederos.....	52
3.6.2	Transmisión mecánica.....	52
3.6.3	Injertos.....	53
3.6.4	Transmisión por vector.....	53
3.6.5	Extracción de ARN e identificación molecular de <i>Carlavirus</i> .....	54
3.7	Análisis de Datos.....	55
<b>4.</b>	<b>RESULTADOS.....</b>	<b>56</b>
4.1	Identificación de artrópodos plaga.....	56
4.1.1	Orden Coleóptera.....	56
4.1.2	Orden Thysanóptera.....	58
4.1.2.1	<i>Frankliniella cefalica</i> Crawford.....	58
4.1.2.2	<i>Frankliniella schultzei</i> Trybom.....	58
4.1.2.3	<i>Frankliniella gossypiana</i> Hood.....	59
4.1.2.4	<i>Frankliniella insularis</i> (Franklin).....	59
4.1.2.5	<i>Caliothrips phaseoli</i> . Hood.....	60
4.1.2.6	<i>Neohydatothrips inversus</i> Hood.....	61
4.1.2.7	<i>Rhamphothrips</i> sp.....	61
4.1.2.8	<i>Scirtothrips dorsalis</i> Hood.....	62
4.1.2.9	<i>Thrips palmi</i> Karny.....	63
4.1.3	Orden Lepidóptera.....	64
4.1.4	Orden Hemíptera.....	65
4.2	Técnicas de muestreo.....	65
4.3	Dinámica poblacional.....	68
4.3.1	Orden Coleóptera y Lepidóptera.....	68
4.3.2	Orden Thysanóptera.....	70
4.3.2.1	Proporción de sexos.....	81
4.3.3	Orden Hemíptera.....	83
4.4	Enfermedades.....	88
4.4.1	Identificación de patógenos.....	92
4.4.1.1	Ahogamiento de las plántulas.....	93
4.4.1.2	Añublo polvoriento.....	94
4.4.1.3	Mancha ojo de sapo.....	96
4.4.1.4	Pústula bacteriana.....	97
4.4.1.5	<i>Carlavirus</i> .....	98

<b>5. DISCUSIÓN.....</b>	<b>102</b>
5.1 Artrópodos plaga.....	102
5.1.1 Orden Coleóptera.....	102
5.1.2 Orden Thysanóptera.....	103
5.1.3 Orden Lepidóptera.....	104
5.1.4 Orden Hemíptera.....	105
5.2 Técnicas de muestreo.....	106
5.3 Dinámica poblacional.....	107
5.3.1 Orden Coleóptera.....	107
5.3.2 Orden Thyanóptera.....	109
5.3.2.1 Proporción de sexos.....	112
5.3.3 Orden Lepidóptera.....	114
5.3.4 Orden Hemíptera.....	115
5.4 Enfermedades.....	117
<b>6. CONCLUSIONES.....</b>	<b>120</b>
<b>7. RECOMENDACIONES.....</b>	<b>121</b>
<b>8. LITERATURA CITADA.....</b>	<b>122</b>
<b>APÉNDICES.....</b>	<b>134</b>

## LISTA DE CUADROS

CUADROS	PÁGINA
<b>Cuadro 1.</b> Fechas de siembra de los lotes experimentales, Puerto Rico 2007.....	44
<b>Cuadro 2.</b> Agroquímicos utilizados en la parcela experimental con insecticida en las localidades de Adjuntas, Isabela y Juana Díaz, Puerto Rico durante los años 2006-2007.....	45
<b>Cuadro 3.</b> Artrópodos plaga identificados en el cultivo de soya ( <i>Glycine max</i> L) en Puerto Rico durante los años 2006 a 2007.....	56
<b>Cuadro 4.</b> Especies de trípodos colectados en plantas de soya en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	81
<b>Cuadro 5.</b> Especies de trípodos colectadas en plantas de soya en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	82
<b>Cuadro 6.</b> Especies de trípodos colectados en plantas de soya en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.....	83
<b>Cuadro 7.</b> Enfermedades identificadas en soya en Adjuntas, Isabela y Juana Díaz, Puerto Rico durante los años 2006 y 2007.....	88
<b>Cuadro 8.</b> Prueba de patogenicidad con Carlavirus en condiciones de invernadero en diferentes plantas hospederas.....	100
<b>Cuadro 9.</b> RT-PCR realizado por AGDIA, para la identificación de Carlavirus, 2007.....	101

**FIGURAS****PÁGINAS**

<b>Figura 1.</b> Temperaturas del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2006.....	39
<b>Figura 2.</b> Temperaturas del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	39
<b>Figura 3.</b> Precipitación mensual en la Localidad de Adjuntas, Puerto Rico durante los años 2006-2007.....	40
<b>Figura 4.</b> Temperatura del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Isabela Puerto Rico durante los años 2005-2006.....	40
<b>Figura 5.</b> Temperaturas (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	41
<b>Figura 6.</b> Precipitación mensual en la localidad de Isabela, Puerto Rico durante los años 2005-2007.....	41
<b>Figura 7.</b> Temperatura del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Juana Díaz, Puerto Rico durante los años 2005-2006.....	42
<b>Figura 8.</b> Temperatura del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.....	42
<b>Figura 9.</b> Precipitación mensual en la localidad de Juana Díaz, Puerto Rico durante los años 2005-2007.....	43
<b>Figura 10.</b> (A) Adulto de <i>Cerotoma ruficornis</i> (10X). (B) Adulto de <i>Diabrotica graminea</i> (10X) (C) Adulto de <i>Systema basalis</i> (10X).....	57
<b>Figura 11.</b> Hembra adulta de <i>Frankliniella cefalica</i> (4X).....	58
<b>Figura 12.</b> Hembra adulta de <i>Frankliniella schultzei</i> (4X).....	59
<b>Figura 13.</b> Hembra adulta de <i>Frankliniella gossypiana</i> (4X).....	59
<b>Figura 14.</b> Hembra adulta de <i>Frankliniella insularis</i> (4X).....	60
<b>Figura 15.</b> Hembra adulta de <i>Caliothrips phaseoli</i> (4X).....	60
<b>Figura 16.</b> Hembra adulta de <i>Neohydatothrips inversus</i> (4X).....	61

<b>Figura 17.</b> Hembra adulta de <i>Rhamphothrips</i> sp. (4X).....	62
<b>Figura 18.</b> Hembra adulta de <i>Scirtothrips dorsalis</i> (4X).....	62
<b>Figura 19.</b> Hembra adulta de <i>Thrips palmi</i> (4X).....	63
<b>Figura 20.</b> (A) Larva de <i>Omiodes indicata</i> (10X). B) Larva de <i>Spodoptera ornitogalli</i> (10X). (C) Larva de <i>Urbanus proteus</i> (10X).....	64
<b>Figura 21.</b> Espécimen adulto de <i>Nezara viridula</i> (10X).....	65
<b>Figura 22.</b> Número total de <i>Systema basalis</i> Jacqueline Duval colectados utilizando tres diferentes técnicas de muestreo en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	66
<b>Figura 23.</b> Número total de <i>Cerotoma ruficornis</i> (Olivier) colectados utilizando tres diferentes técnicas de muestreo en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	66
<b>Figura 24.</b> Número total de <i>Cerotoma ruficornis</i> (Olivier) colectados utilizando tres diferentes técnicas de muestreo en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	67
<b>Figura 25.</b> Porcentaje de Coleópteros colectados en plantas de soya ( <i>Glycine max</i> ) en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	68
<b>Figura 26.</b> Dinámica poblacional de artrópodos en dos ciclos de soya ( <i>Glycine max</i> ) en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	69
<b>Figura 27.</b> Dinámica poblacional de artrópodos, en dos ciclos de soya ( <i>Glycine max</i> ) en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	69
<b>Figura 28.</b> Especies de trípidos colectados en la parcela sin aplicación de insecticida en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	70
<b>Figura 29.</b> Porcentaje de especies de trípidos colectados en hojas de soya en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	71
<b>Figura 30.</b> Porcentaje de especies de trípidos colectados en flores de soya en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	72
<b>Figura 31.</b> Especies de trípidos colectados en la parcela de soya tratada con insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	73
<b>Figura 32.</b> Especies de trípidos colectados en la parcela sin aplicación de insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	74
<b>Figura 33.</b> Porcentaje de especies de trípidos colectados en hojas de soya en la parcela con y sin insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	75
<b>Figura 34.</b> Porcentaje de especies de trípidos en flores de soya en la parcela con aplicación de insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	75

<b>Figura 35.</b> Porcentaje de especies de trípodos en flores de soya en la parcela sin aplicación de insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.....	76
<b>Figura 36.</b> Densidad poblacional de trípodos en la parcela sin aplicación de insecticida, durante dos ciclos de evaluación de soya en Juana Díaz, Puerto Rico 2007.....	77
<b>Figura 37.</b> Densidad poblacional de trípodos en la parcela con aplicación de insecticida, durante 2 ciclos de evaluación de soya en Juana Díaz, Puerto Rico 2007....	78
<b>Figura 38.</b> Porcentaje de especies de trípodos en hojas de soya en la parcela sin aplicación de insecticida en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.....	79
<b>Figura 39.</b> Porcentaje de especies de trípodos en hojas de soya en la parcela con insecticida. Juana Díaz, Puerto Rico 2007.....	79
<b>Figura 40.</b> Porcentaje de especies de trípodos en flores de soya en la parcela sin aplicación de insecticida en. Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.....	80
<b>Figura 41.</b> Porcentaje de especies de trípodos en flores de soya en la parcela con insecticida. Juana Díaz, Puerto Rico 2007.....	80
<b>Figura 42.</b> Valores promedios de captura de adultos de mosca blanca ( <i>Bemisia</i> sp.) por trampa en dos ciclos de Soya en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.....	84
<b>Figura 43.</b> Valores promedios de captura de adultos de moscas blancas ( <i>Bemisia</i> sp.) por trampa en dos ciclos de soya en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007 .....	85
<b>Figura 44.</b> Valores promedios de captura de adultos de moscas blancas ( <i>Bemisia</i> sp.) por trampa en dos ciclos de soya en Juana Díaz Puerto Rico durante el año 2007.....	87
<b>Figura 45.</b> Regresión lineal simple para la incidencia de Carlavirus en función de los adultos capturados de mosca blanca en Isabela durante el año 2007.....	90
<b>Figura 46.</b> Regresión lineal simple para la incidencia de Carlavirus en función de los adultos capturados de mosca blanca en Juana Díaz durante el año 2007.....	91
<b>Figura 47.</b> Gel de agarosa para amplificación de DNA extraído de una muestra de soya indicando la ausencia de <i>Phakopsora phachyrhizi</i> y <i>P. meibomia</i> . Fosa 1 marcador de 100 bp; fosa 2-11 muestras de <i>Lablab purpurea</i> para los iniciadores de <i>P. meibomia</i> y <i>P. phachyrhizi</i> , respectivamente; fosa 12, control positivo para <i>P. phachyrhizi</i> , fosa 13 y 14, muestras de soya EEA Adjuntas para los iniciadores de <i>P. meibomia</i> y <i>P. phachyrhizi</i> , respectivamente; fosa 15, marcador de PCR 1 kb.....	92
<b>Figura 48.</b> (A) Síntomas de <i>Sclerotium rolsfii</i> en plántulas de soya. Isabela 2007. (B) Micelio y esclerocios de <i>S. rolsfii</i> en agar de papa y dextrosa acidulado. (C) Micelio de <i>Sclerotium rolsfii</i> aislado desde la base de tallo de soya (40X). Isabela 2007.....	94

<b>Figura 49.</b> Síntomas de <i>Peronospora manshurica</i> en plantas de soya (R5), Isabela 2007.....	95
<b>Figura 50.</b> (A) Esporangioforo de <i>Peronospora manshurica</i> en soya (R5) (20X). (B) Esporangias de <i>Peronospora manshurica</i> en soya (R5) (40X).....	95
<b>Figura 51.</b> Síntomas de <i>Cercospora sojina</i> en plantas de soya (R5), Juana Díaz 2006.....	96
<b>Figura 52.</b> (A) Fascículo de conidioforo (B) Conidia de <i>Cercospora sojina</i> en plántulas de Soya (R5), Puerto Rico 2007 (20X).....	97
<b>Figura 53.</b> (A) Síntomas de <i>Xanthomonas campestris</i> en plantas de soya Isabela (10X). (B) Síntomas de <i>X. campestris</i> en Isabela observados bajo estereoscopio (4X).....	97
<b>Figura 54.</b> (A) Colonias de <i>Xanthomonas campestris</i> , en medio agar nutritivo. (B) Colonias de bacterias (Bacilos gram-) en soya (40X).....	98
<b>Figura 55.</b> Ennegrecimiento del tallo en plántulas de soya (R6) causado por Carlavirus en Isabela, Puerto Rico 2007.....	99
<b>Figura 56.</b> (A) Inoculación mecánica de Carlavirus en soya 2053 A. (B) Injerto Carlavirus en plántulas de soya 2053 A.....	100
<b>Figura 57.</b> Gel de agarosa para amplificación de DNA extraído de una muestra de soya indicando la presencia de Carlavirus. Fosa 1, marcador de 100-1000 bp; fosa 2-3, hojas de soya 2053 A EEA, Juana Díaz; fosa 4-7 hojas de sandía EEA, Juana Díaz; fosa 8, agua (control negativo).....	101

## 1. INTRODUCCIÓN

La soya, *Glycine max* L. (Merr), es una leguminosa de la subfamilia, *Papilionoideae*, originaria de China. Su introducción en los Estados Unidos fue en el año de 1765, mientras que para Sudamérica ocurrió a inicios del siglo 20, mediante la migración de agricultores de Japón a Brasil. El cultivo adquiere relevancia económica en América Latina, a mediados de siglo 20 con la introducción de variedades desde los Estados Unidos (Imazaki et al., 2006).

El grano de soya tiene un alto contenido de proteína (420 g/kg) y aceites (180g/Kg) utilizado para la alimentación humana y animal (Brummer et al., 1997). La soya es utilizada para la elaboración de carnes, margarinas, mantequillas, aceites de aderezos y productos industriales (cosméticos, pinturas, tintas, jabones, lacas) (Hymowitz, 1970). La mayor producción de soya en el mundo se encuentra en los Estados Unidos. Otros países productores son Brasil, China, Indonesia, Corea del Sur y Argentina (Hymowitz, 1970). Para el 2007, la producción de soya en los Estados Unidos fue de 70,8 millones toneladas con rendimientos de 2.77 tm/ha (Agricultural Statistics Board, 2008).

La producción de soya en Puerto Rico alcanza aproximadamente las 500 Ha, con un aporte de 30 millones de dólares anuales (Pérez, Comun. Pers.), mayormente dedicadas a producción de semilla, mejoramiento genético y plantas transgénicas. Las condiciones climáticas no estacionarias de la isla hace posible sembrar esta leguminosa durante todo el año. Las principales compañías productoras de soya están ubicadas en el sur oeste en las áreas de Santa Isabel, Juana Díaz y Salinas y en el área norte en Isabela, y se dedican a la evaluación y multiplicación de líneas y material transgénico. A nivel mundial, un factor limitante en la producción de la soya son los ártropodos plaga y las enfermedades. Dentro de las plaga, varias especies dentro de los órdenes Coleóptera,

Lepidóptera, Thysanoptera y Hemíptera han sido reportados a nivel mundial causando daños en forma directa o indirecta al cultivo de soya (Kogan y Turnipseed, 1987). Por citar algunos ejemplos, la oruga del maíz *Heliothis zea* (Boddie), es considerada una de las principales plagas en el cultivo de soya en los Estados Unidos. El picudo de la soya, *Sternechus subsignatus* Boheman, que es un crisómelido plaga de importancia económica en la parte sur de Brasil (Silva et al., 1998) y la mosca blanca, *Bemisia tabaci* (Gennadius), por su daño indirecto como vector de Carlavirus, Begomovirus y/o Potyvirus en regiones tropicales y subtropicales, principalmente (Giuliana y Lourenchao, 2002). En Puerto Rico se han reportado los artrópodos: *Cerotoma ruficornis* (Olivier), *Omiodes indicata* (Fabricius), *Spodoptera ornithogalli* (Genée), *Diabrotica graminea* (Baly), *Aphis gossypii* (Glover), *Anticarsia gemmatalis* (Hubner), *Thrips palmi* (Karny), *Frankliniella insularis* (Franklin), *Spissistilus festinus* (Say), *Urbanus proteus domingo* (Saudder) y *Nezara viridula* (L.) afectando el cultivo de soya (Cabrera et al., 2006). Sin embargo, no se ha reportado plagas invasoras como la oruga del tabaco, *Spodoptera litura* (Fabricius), que es considerada de importancia económica en los trópicos de Asia, y sus hospederos alternos incluye especies de leguminosas, ornamentales, bananas, arroz y maíz, (CABI, 2004) o el áfido de la soya, *Aphis glycines* Matsumura, como potencial trasmisor de virosis.

Dentro de las enfermedades limitantes en la producción de soya, la roya asiática de la soya causada por *Phakopsora pachyrhizi* (Sydow) ha ocasionado pérdidas de hasta un 50%, en países asiáticos (Hartman et al., 2005). En Puerto Rico, se ha reportado la existencia de patógenos de importancia económica como la roya americana, *Phakopsora meibomiaae* (Arthur), la pústula bacteriana, *Xanthomonas campestris* pv *glycines* (USDA, 1976), el nemátodo de la soya, *Heterodera glycines* Ichinohe (Smith y Chavarria, 1999), la mustia hilaginosa, *Rhizoctonia solani* Kuehn (Hepperly et al.,

1982) y la mancha púrpura de la semilla de soya causada por *Cercospora kikuchi* Matsumoto et Tomoyasu (Hepperly y Sinclair, 1981). Sin embargo, es posible encontrar patógenos con potencial destructivo como por ejemplo: *Phytophthora sojae* MJ Kaufmann & JW Gerdemann causante de la pudrición de raíz y tallo, el ahogamiento de plantas causado por *Pythium* sp., la pudrición de la raíz ocasionado por *Fusarium solani* (Mart) Sacc f. sp. *glycines* (Burk.) Snyder & Hands, la podredumbre carbonosa del tallo causado por *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goidanich, la mancha marrón producida por *Septoria glycines* (Hemmi), el Virus del Mosaico de la soya y Virus del enanismo de la soya, que han reportado reducciones significativas en la producción de soya en varios países a nivel mundial (Sinclair et al., 1989). La carencia de información y el desconocimiento de las principales artrópodos y enfermedades, así como el monitoreo de plagas exóticas en el cultivo de soya en Puerto Rico hace de esta investigación un trabajo pionero y de suma importancia para empresas productoras de semilla, investigadores, agricultores, y productores de soya. Con el fin de proteger la agricultura local, y poder establecer programas de manejo integrado del cultivo, los objetivos de esta investigación están encaminados a: 1) identificar los artrópodos y enfermedades que pueden estar afectando la soya; 2) desarrollar una base de datos de los mismos, e 3) identificar técnicas de muestreos efectivas que nos permitan conocer la fluctuación poblacional de las artrópodos plaga, mediante monitoreos semanales en parcelas experimentales ubicadas en las localidades de Adjuntas, Isabela y Juana Díaz.

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 ÁRTROPODOS PLAGA EN SOYA

Los artrópodos plaga que afectan el cultivo de soya a nivel mundial, se encuentran dentro de los siguientes órdenes: Coleoptera, Thysanoptera, Hemíptera y Lepidoptera (Kogan y Turnipseed, 1987). Los coleópteros de la familia crisolimelidae y curculionidae, han sido identificados como las principales plagas dentro de este orden. El picudo de la soya, *Sternuchus subsignatus* Boheman es considerada la plaga de mayor importancia económica en la parte sur de Brasil (Silva et al., 1998). En América Latina el “Complejo de Crisomélidos”, formado por especies de *Systema* sp., *Diabrotica* sp., *Cerotoma* sp. y *Andrector* sp., son considerados plagas de importancia económica, por su hábito alimenticio como masticadores de follaje, vainas, tallos y flores (Ospina, 1980). En Argentina (Tucumán) y Florida (Estados Unidos) se ha identificado a la vaquita de la soya, *Maecolaspis monrosi* Bechyné y el escarabajo perforador *Cerotoma trifurcada* Forster, respectivamente, como plagas comunes en el cultivo de soya (Kogan et al., 1980).

Dentro del orden Thysanoptera, no se han reportado a nivel mundial daños directos severos en el cultivo de soya. Sin embargo, en Brasil se han observado reducción en la producción causada por una partícula viral (Virus del estriado del tabaco “Tobacco Streak Virus” TSV), transmitido por *Frankliniella schultzei* Trybom. En los Estados Unidos, el mismo virus es transmitido por especies de *Thrips tabaci* Lindeman y *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Almeida y Corso, 1991). Estudios en laboratorio muestran que el virus de la mancha de anillo del tabaco, “tobacco ringspot virus” (TRSV), es transmitido por larvas de *Thrips tabaci*, más no por adultos. El TRSV es el

agente causal del tizón de las yemas en los Estados Unidos donde se han reportado pérdidas substanciales en la calidad de semilla de soya (Kogan y Herzog, 1980). En África se menciona al trípido de la habichuela, *Megalurothrips sjostedti* (Trybom), como una de las principales plagas en caupí (*Vigna unguiculata* Walp) con reducciones de la producción entre un 20-100% (Alabi et al., 2003).

La chinche de la soya, *Nezara viridula* L., es una especie cosmopolita, polífaga, perteneciente al orden Hemíptera. Se considera una de las principales plagas dentro de la familia Pentatomidae, y se alimenta principalmente del follaje, flores y vainas (Todd, 1989; Kogan y Herzog, 1980). Otros pentatomidos plaga, asociados al cultivo de soya en las Américas son: *Acrosternum hilare* (Say), *Piezodorus guildinii* (Westwood) y *Euschistus heros* (F.) (Panizzi y Slanski, 1985). La mosca blanca, *Bemisia tabaci* Gennadius, es una especie que se encuentra distribuida en las regiones tropicales y subtropicales de varios continentes. Pertenece al orden Hemíptera, Familia: Aleyrodidae, cuyos daños severos se han reportado en Brasil, India y Japón. La mosca blanca secreta sustancias dulces que propician el desarrollo de hongos y alteran la fotosíntesis. Los adultos y larvas extraen la savia ocasionando daños físicos y estrés en las plantas. Otro daño indirecto de este hemíptero es que actúa como vector de fitovirosis (Kogan y Herzog, 1980).

En el orden Lepidóptera, las especies del género *Helicoverpa* son un complejo de artrópodos plaga, que pueden causar pérdidas potenciales en el cultivo de soya. En los Estados Unidos, el gusano del maíz, *Helicoverpa zea* (Boddie) y el gusano del tabaco, *H. virescens* (Fabricius), son considerados como serias plagas en soya ocasionando daños de importancia económica. El gusano del maíz se alimenta principalmente de las vainas, pero el daño es visible en hojas, flores y brotes de plantas de soya. En Europa, Asia y Oceanía, *H. armiguera* Hubner es la plaga más importante en soya (Kogan y

Herzog, 1980). La oruga de la soya, *Pseudoplusia includens* (Walter) y el gusano de terciopelo, *Anticarsia gemmatalis* Hübner han sido reportadas como plagas defoliadoras en Brasil y Estados Unidos (Kogan y Turnipseed, 1987).

### 2.1.1 ORDEN COLEPTERA

La mayoría de los coleópteros plaga identificados en soya a nivel mundial se encuentran dentro de los crisomélidos y se han reportado las siguientes especies: *Cerotoma arcuata* (Olivier), *C. atrofasciata* Jacoby, *C. dilatipes* Jacoby, *C. eborifrons* Ruppel, *C. fascialis* Ericsson, *C. ruficornis* (Olivier), *C. salvinii* Baly, *C. trifurcada* Forster, *Diabrotica graminea* Baly, *D. speciosa* (Germar) y *Systema basalis* Jacqueline-Duval (Viteri et al., 2007; Kogan y Herzog, 1980). El rango de hospederos de los crisomélidos es amplio, mayormente en plantas del género de las dicotilédoneas (Jolivet y Verma, 2002). Entre sus hospederos se encuentran: soya (*Glycine max* L.), caupi (*Vigna unguiculata* Walp), maní (*Arachis hypogea* L.), habichuela (*Phaseolus vulgaris* L.), algodón (*Gossypium hirsutum* L.), maíz (*Zea mays* L.), sorgo (*Sorghum hirsutum* L.), leguminosas forrajeras y malezas (López et al., 1985). Su distribución es mayormente en climas tropicales y se han reportado en países del Caribe, Sudamérica y América Central (Jolivet y Verma, 2002; Schmutterer, 1990).

Los crisomélidos son conocidos como escarabajos perforadores de las hojas, y pertenecen al Orden: Coleóptera, Suborden: Polyphaga, Superfamilia: Chrysomeloidea, Familia: Chrysomelidae (Medina et al., 2003). Los daños ocasionados en los cultivos, varía según la etapa fenológica en el cual se presente el ataque. En el cultivo de habichuela se ha reportado que la primera etapa larval de *Cerotoma ruficornis* no causa reducciones significativas en el área foliar, hasta 21 días después de la emergencia. La

segunda etapa ninfal destruye todas las plantas produciendo daños foliares considerables. El tercer estadio produce daños en el follaje aún más severos. La mayor incidencia de adultos se ha observado en estados reproductivos del cultivo (Cardona et al., 1982). El número de huevos depositados por la hembra puede variar entre 60 a 100 huevos. La mayoría de los crisomélidos de las subfamilias Alticinae y Galerucinae son plagas defoliadoras y en estados inmaduros pueden alimentarse de raíces, tubérculos, o nódulos fijadores de nitrógeno (Jolivet y Verma, 2002). Sin embargo pueden causar un daño indirecto como transmisores del virus del mosaico leve del caupi (CpSMV). Las especies reportadas en Brasil, como transmisoras de este virus, bajo condiciones de laboratorio, son: *Acalymma vittata* (Fabricius), *Cerotoma arcuata*, *C. atrofaciata*, *C. ruficornis*, *C. trifurcata*, *Diabrotica adelpha* (Harold), *D. balteata* LeConte, *D. speciosa*, *D. undecimpunctata howardii*, *D. virgifera* LeConte, *Epilachna varivestis* Mulsant, *Gynandrobrotica variabilis* Jacoby y *Systema* sp. (Gergerich y Scott, 1996).

Las subfamilias Galerucinae y Alticinae, son susceptibles a los insecticidas, por lo que una correcta aplicación puede disminuir las densidades poblacionales (Jolivet y Verma, 2002). *Cerotoma ruficornis*, es un artrópodo polífago secundario conocido como el escarabajo perforador de la hoja de la habichuela (López et al., 1985; Medina et al., 2003). Esta especie pertenece a los Crisomelidae, subfamilia: Galerucinae. En Colombia se menciona que el ciclo biológico fluctúa entre 22 y 33 días, bajo condiciones de laboratorio. La etapa adulta puede durar entre 60 y 70 días. Los estados inmaduros se desarrollan en el suelo, y las larvas se alimentan de nódulos fijadores de nitrógeno de las raíces en las leguminosas. Los estados adultos se alimentan del follaje (Jolivet y Verma, 2002; López et al., 1985). Este crisomélido posee 3 estados larvales con una duración de 10.6 días; mientras que el estado de pupa varía entre 6 y 7 días.

Bajo una temperatura de 27°C y una humedad relativa del 80%, el promedio de duración del estado de huevo es de 6.4 días (Mejía, 1985).

*Diabrotica graminea* es un insecto polífago secundario conocido como el escarabajo perforador verdoso. Se encuentra dentro de los Crisomelidae, Subfamilia Galerucinae. Sus estados inmaduros se alimentan de raíces y tubérculos. Los adultos se alimentan de polen, hojas y flores de Cucurbitáceas y Poaceas. Ciertas especies de *Diabrotica* colocan sus huevos en el suelo a una profundidad de 2.5 a 10 cm, y en condiciones secas hasta una profundidad de 35 cm. En ciertas ocasiones los huevos son colocados bajo residuos vegetales o grietas en el suelo (Jolivet y Verma, 2002). Estudios en el cultivo de soya muestran que el ciclo de larva a adulto de *D. speciosa* bajo condiciones de laboratorio, es de 27 días, bajo una temperatura de 25°C, y un 60% de humedad relativa. Las hembras colocan alrededor de 100 huevos durante el ciclo (Ávila y Parra, 2002). Bajo condiciones de temperatura similares, en habichuela se observó que el ciclo de vida promedio de *D. balteata* fue de 30 días. El estado de huevo fue de 6-7 días, el primer instar larval de 2-3 días, el segundo instar de 2-3 días y el tercer instar de 4 a 5 días. El estado de prepupa y pupa en promedio fue de 10 días, y los adultos pueden vivir entre de 16 a 44 días, en donde las hembras colocan de 150 hasta 474 huevos (Cardona, 1980).

*Systema basalis*, es un insecto polífago, que se conoce como el escarabajo perforador americano y se encuentra dentro de los Crisomélidos en la Subfamilia Alticinae (Medina et al., 2003). La larva del insecto se alimenta de raíces y los adultos del follaje. Se han identificado alrededor de 90 especies en el Nuevo Mundo, de las cuales la mayoría se encuentra en los trópicos (Arnett et al., 2002). En Alabama Estados Unidos, se han reportado 13 especies en varios cultivos, con mayor incidencia durante los meses

de abril a junio (Balsbaugh y Hays, 1972), mientras que en Cuba, *Systema basalis* se ha reportado en el cultivo de habichuela (Chiang et al., 1987).

### **2.1.2 ORDEN THYSANOPTERA**

Los trips reportados a nivel mundial en el cultivo de soja son los siguientes: *Caliothrips impurus* (Pries), *C. phaseoli* (Hood), *Frankliniella fusca* (Hinds), *F. insularis*, *F. occidentales* (Pergande), *F. schultzei*, *F. tritici* (Fitch), *Neohydatothrips* sp, *Scirtothrips dorsalis* (Hood), *Sericothrips occipitales* Hood, *S. variabilis* (Beach), *Taeniothrips sjostedti* (Trybom), *Thrips palmi* y *T. tabaci* (Cabrera et al., 2006; Irwin et al., 1979; Kogan y Turnipseed, 1987). Estos artrópodos pueden causar daño directo al destruir células epidermales de tejidos vegetales o como vectores transmisores de varios virus dentro del género Tospovirus (Gent et al., 2004). Las especies confirmadas como transmisoras de virus de forma propagativa circulativa son: *F. occidentales*, *F. schultzei*, *F. intonsa* (Trybom), *F. fusca*, *F. bispinosa* (Morgan), *F. zuchini* (Nakahara y Monteiro), *Thrips setosus* (Moulton), *T. palmi*, *T. tabaci* (Lindeman) y *Scirtothrips dorsalis* (Hood) (Mound, 2002). El rango de hospederos depende de la especie de trips en estudio, así por ejemplo, *Thrips palmi* es una especie polífaga que se lo encuentra dentro de las cucurbitáceas (Moritz et al., 2004); *Caliothrips phaseoli* se ha reportado como una plaga menor en habichuelas (Mound y Marullo, 1996); *Frankliniella schultzei*, se ha observado en tomate, cebolla, crisantemo y gladiolo; *F. insularis* se ha colectado de gandul, brócoli, crotalaria y calabaza (Matozell, 1976).

El desarrollo y reproducción de los trips se encuentra ligado a las condiciones ambientales, principalmente la temperatura (Edelson y Magaro, 1988).



causando daños al algodón, tabaco, maíz, tomate, sorgo, maní y vegetales. Su ciclo de vida es de aproximadamente 28 días, y se divide en 4 etapas: huevo, larva, prepupa, pupa y adulto. Las hembras depositan 300 huevos y la duración de este estado biológico es de 3 a 10 días, dependiendo de la temperatura. Se han reportado de 5 a 6 estados larvales. El estado de prepupa se desarrolla en el suelo y después de 8 a 12 días del periodo de pupa, emergen los adultos (Kogan y Herzog, 1980).

*Spodoptera ornitogalli* es conocido como el gusano soldado de franjas amarillas, pertenece al orden Lepidoptera, Familia: Noctuidae y se encuentra distribuido en Estados Unidos, Canadá, México, América Central y del Sur, así como algunos países en el Caribe. El rango de hospederos es amplio e incluye especies vegetales, algodón, alfalfa, sorgo, maíz tabaco, flores y malezas. Su ciclo de vida de huevo a adulto es de aproximadamente 40 días. Las hembras depositan de 200 a 500 huevos generalmente en el envés de las hojas. La duración del estado de huevos es de 3 a 5 días a temperaturas cálidas. El estado larval es de 14 a 20 días, la duración promedio del estado de pupa es de 12 a 18 días y la longevidad promedio del adulto es de 17 días (Fasulo, 1996).

*Omiodes indicata* es conocido como el gusano pega hoja, y pertenece al orden Lepidoptera, Familia: Pyralidae. El ciclo de vida de huevo a adulto es de aproximadamente 30 días. La hembra deposita 300 huevos en el envés de las hojas. Después de 4 días, emergen las larvas, las mismas se desarrollan en 6 estados por un periodo de 18 días. El estado de pupa es de aproximadamente 5 días. El adulto vive en promedio 7 días. El daño ocasionado por las larvas es un plegamiento de las hojas y en ataques intensos reducen significativamente el área foliar, dejando solamente las nervaduras (Díaz, 2002).

#### 2.1.4 ORDEN HEMÍPTERA

Las principales especies de mosca blanca reportadas en soya son: *Bemisia tabaci*, *Trialeurodes abutiloneus* (Haldeman), y *T. vaporariorum* (Westwood) (Kogan y Herzog, 1980). La mosca blanca, (*Bemisia* sp.), es una plaga perteneciente al Orden: Hemíptera, Familia: Aleyrodidae. Su origen es incierto debido a su gran movilidad (Mound y Halsey, 1978), y se encuentra distribuída desde el Sur de los Estados Unidos hasta Argentina, incluyendo los países de Caribe, así como en varios países africanos, europeos, asiáticos y Australia (Hilke, 2003). Se consideran insectos de importancia económica por su daño directo, al extraer la savia del floema y sus excreciones favorecen el desarrollo de hongos (Byrne et al., 1990). Además puede transmitir más de 40 fitovirosis diferentes dentro de los géneros: Carlavirus, Luteovirus, Nepovirus, Potyvirus, Closteovirus y Begomovirus. Se han identificado más de 500 especies de plantas hospederas, pertenecientes a 74 familias botánicas (Guillana y Lourenchao, 2002), mayormente dentro del grupo de las dicotiledóneas. En ciertas monocotiledóneas se han reportado poblaciones considerables (Mound y Halsey, 1978). Las principales familias de hospederos identificadas son: Amaranthaceae, Annonaceae, Bombacaceae, Caricaceae, Commelinaceae, Cruciferae, Cucurbitaceae, Euphorbiaceae, Geranaceae, Gramineae, Lauraceae, Leguminoseae, Malvaceae, Musaceae, Myrtaceae, Palmae, Portulacaceae, Rosaceae, Rubiaceae, Rutaceae, Solanaceae, Smilacaceae, Urticaceae, Verbenaceae y Violaceae (Cock, 1986; Mound y Halsey, 1978).

El ciclo de vida comprende cuatro estadios: huevos, larva, pupa y adulto. Estos últimos miden aproximadamente 1 mm de longitud, y se ha observado dimorfismo sexual en las especies aladas. Las alas anteriores y posteriores son más grandes en hembras (2.13 mm) que en machos (1.81 mm) (Byrne y Houck, 1990). La hembra deposita de 48 a 394

huevos diarios a una temperatura diaria máxima de 28.5° C. El 90% de las moscas emergen a su estado de pupa a una temperatura de 29.5 ± 0.6° C. Estudios científicos muestran que a temperaturas de 17° C no se observa dicha emergencia. El desarrollo de huevo a adulto, depende de la planta hospedera de la cual se alimentan y se encuentra en un rango de 17 a 27 días y una generación puede completar su ciclo entre 22 a 61 días con un promedio de 34.5 ± 1.4 días (Hendi et al., 1987). En plántulas de algodón se ha observado un desarrollo promedio del ciclo en 23.6 días a una temperatura de 25° C y de 17.8 días a 27.5° C. Los huevos no se desarrollaron a temperaturas de 36° C (Butler et al., 1983). En California se han reportado que los umbrales de acción son bajos a una temperatura de 10° C., mientras que a 32° C, los umbrales han sido altos (Shaheen, 1983). La tasa de mortalidad más alta ocurre en el primer instar larval y se encuentra asociados a factores climáticos como la temperatura y humedad relativa (Horowitz et al., 1984). Las condiciones extremas de humedad relativa (baja o alta) afecta la supervivencia de los estados inmaduros. En Sudán, las precipitaciones frecuentes han disminuido la densidad poblacional de mosca blanca (Horowitz, 1986). Las temperaturas sobre 36° C matan a los adultos, mientras que durante la estación seca las densidades poblaciones de este hemíptero aumentan (Hilje, 1995 y 1996). *Bemisia tabaci* posee alrededor de 19 razas o biotipos, identificados por letras. Los más difundidos son el A y el B, originarios de América y el Viejo mundo respectivamente. Ambos biotipos han sido reportados en Puerto Rico (Medina et al., 2003). Las trampas de color amarillo o verde han sido el método más comúnmente utilizado para monitorear poblaciones adultas de mosca blanca (Lenteren y Noldus, 1990).

## 2.2 TÉCNICAS DE MUESTREO

Las técnicas más comúnmente utilizadas para muestrear poblaciones de artrópodos en cultivos sembrados en hileras son: observación directa, uso de paños, red estándar y aspiradora o succionadores. La observación directa y el uso de paños se denominan métodos absolutos, mientras que los dos restantes son métodos relativos (Kogan y Herzog, 1980). Para la mayoría de los programas de manejo integrado de plagas, es suficiente obtener estimados relativos de poblaciones que permiten tomar una rápida decisión de aplicar o no insecticida para controlar una determinada plaga (Ruensink y Kogan, 1975). Para programas de monitoreo y muestreo secuencial de artrópodos es recomendado utilizar estimados absolutos de la población (Kogan y Herzog, 1980). La observación directa, el uso de redes y paño han presentando una mayor efectividad y una relación costo/beneficio más favorable.

La observación directa es probablemente el único método que puede ser usado en estados fenológicos iniciales de la soya ya que no causa un daño mecánico a las plántulas. Otra ventaja es que se pueden evaluar densidades poblacionales en diferentes estratos de la canopia. Al evaluar plantas individuales se puede evaluar la fauna de artrópodos desde la emergencia hasta estados reproductivos avanzados. Como limitantes de esta técnica es que la precisión depende de la habilidad individual para reconocer el daño ocasionado por poblaciones de insectos plaga, o puede ocasionar una incorrecta identificación de la especie. Los conteos directos son imposibles a velocidades del viento por sobre los 12 km/h (Kogan y Herzog, 1980).

El uso de redes entomológicas es posiblemente la técnica mas conveniente y las más ampliamente utilizada para el muestreo de artrópodos en forrajes, granos y cultivos sembrados en hileras. Ningún otro método puede capturar tantos insectos por

vegetación por individuo, por hora, sin incrementar los costos del equipo y el daño en el cultivo (Ruesink y Kogan, 1975). Sin embargo los resultados pueden variar debido a condiciones climáticas y factores del cultivo entre los que podemos citar: temperatura, humedad, tipo de red usada, velocidad del viento, posición del sol, tamaño de la planta, densidad de la canopia y la pubescencia de hojas y tallos. Cuando el follaje esta mojado con gotas de lluvia o rocío, se dificulta muestrear con redes entomológicas. Como regla general los programas de muestreo deben ser suspendidos bajo condiciones climáticas marginales (Kogan y Herzog, 1980).

El uso de paños consiste en colocar un paño en el suelo y agitar vigorosamente las plantas, con el objeto de que los especímenes caigan para poder identificarlos y colectarlos. Se utiliza principalmente para insectos con una capacidad baja de reacción como por ejemplo: escarabajos de hojas, chinches apestosos (ninfas), y orugas del orden lepidóptera. Su uso es restringido cuando las plantas son pequeñas, y llega a ser ineficiente cuando las plantas empiezan la senescencia, ya que al agitar las plantas las hojas caen en el paño haciendo difícil la localización y conteo de especies (Kogan y Herzog, 1980).

El uso de succionadores es un método mayormente usado para colectar artrópodos de tamaño pequeño como: adultos de minadores, moscas blancas, larvas de lepidópteros, arácnidos, ninfas y adultos de hemípteros (Pedigo et al., 1972; Marstson et al., 1976). La aspiradora o succionador es una herramienta principalmente utilizada en investigación, antes que en programas de muestreo, debido a los costos de adquisición y manutención que representan el uso de este equipo (Kogan y Herzog, 1980).

## 2.3 ENFERMEDADES

### 2.3.1 DAMPING-OFF

El damping-off es una enfermedad común en las leguminosas y el agente causal corresponde a algunas especies de *Pythium* spp. En soya se han identificado las siguientes especies patogénicas: *Pythium aphanidermatum* Edson, *P. ultimum* Trow var: *ultimum*, *P. vexans* de Bary, *P. ultimum*, *P. debaryanum* Hesse, *P. irregulare* Buism, *P. myriotylum* Dreschsler, *P. sylvaticum* Campbell & Hendrix, *P. ultimum* var. *Esporangiferum* (Kirkpatrick et al., 2006; Rizvi, 1996; Sinclair, 1989). En India se han reportado pérdidas en producción de un 35%, en infecciones mixtas de *Rhizoctonia* sp. y *Fusarium* sp., durante el desarrollo de vaina (Wrather et al., 2001). La enfermedad es favorecida por la excesiva humedad en el suelo. Las condiciones óptimas de desarrollo de la enfermedad varían por especie; así *Pythium aphanidermatum* requiere de temperaturas entre 24 a 36°C para su propagación; mientras que *P. debaryanum* y *P. ultimum*, son más virulentos a temperaturas de 15 a 20° C (Tompson et al., 1971). La hifa ingresa directamente por la epidermis y se expande intercelularmente, mientras que en las semillas penetra primeramente la cubierta e invade los cotiledones (Sinclair y Backman, 1989). El damping-off afecta principalmente a plántulas de *Phaseolus vulgaris*, *Glycine max*, *Vicia fabae*, *Pisum sativum*. Los síntomas en preemergencia se caracterizan por necrosamientos en las raicillas, hipocótilos o pudrición en la semilla, mientras que en postemergencia se puede apreciar un estrangulamiento del tallo a nivel del suelo, acompañado de una pudrición húmeda. Sin embargo, cada uno de los síntomas dependen de la especie que se encuentre invadiendo el tejido, por ejemplo, *P.*

*ultimum* causa pudrición acuosa en plántulas, mientras que *P. debaryanum* retarda el crecimiento ocasionando atrofas en el meristema apical (Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.2 FUSARIOSIS O MARCHITEZ VASCULAR**

La marchitez vascular es causada por *Fusarium oxysporum* Schlechtend y puede ocasionar pérdidas superiores al 50% de la producción (Carson et al., 1991). El inóculo primario proviene del suelo y el hongo puede sobrevivir en residuos vegetales como clamidosporas o micelio. La enfermedad es más destructiva cuando el suelo se encuentra saturado de agua a temperaturas de 14-23° C el hongo penetra en forma directa a través de las células epidermales, o indirectamente mediante lenticelos, heridas o estomas (Sinclair y Backman, 1989). Las principales plantas hospederas de *Fusarium oxysporum* son malezas dicotiledóneas (Helbig y Carroll, 1984). Los síntomas producidos son clorosis de hojas, defoliación, atrofia, marchitez repentina, deterioro y pudrición de raíces. El tejido vascular del tallo presenta decoloración (Ferrant y Carroll, 1981). Los síntomas de pudrición en raíz son más severos cuando se trata de un complejo de patógenos y en ocasiones esta puede ser ocasionada por más de un organismo. *Fusarium oxysporum* frecuentemente está asociada con *Rhizoctonia solani* (Datnoff y Sinclair, 1988).

El síndrome de la muerte repentina es causado por *Fusarium solani* f.sp. *glycines* (Ortiz-Ribbing y Eastburn, 2004). Es una enfermedad importante en varias áreas de producción de los Estados Unidos y puede causar pérdidas de rendimiento en un rango del 5 al 15%. La infección inicial ocurre generalmente en raíces de plántulas, bajo condiciones de alta humedad en el suelo y temperaturas frescas. Se puede observar síntomas foliares en los estados reproductivos y se caracterizan por clorosis intervenal,

necrosamiento, y caída de las hojas (Luo et al., 2000). En las raíces y tallo de plantas adultas se pueden observar pudrición en la corona, necrosis y decoloración del tejido vascular (Gao et al, 2004).

### **2.3.3- TIZÓN DE LA VAINA Y EL TALLO**

El tizón de la vaina y el tallo es causada por hongos de suelo como lo son *Diaporthe phaseolorum* (Cooke & Ellis) Sacc. y *Phomopsis longicolla* T. W. Hobbs (Bisht and Sinclair, 1985). Estos afectan la calidad de la semilla, especialmente en temperaturas sobre los 20° C y alta humedad relativa e infectan principalmente los estados fenológicos de formación de semilla y maduración (Li y Bradley, 2001). Las semillas afectadas se convierten en fuente de inóculo primario (Jackson et al., 2005). Bajo condiciones óptimas de propagación, los patógenos desarrollan dos tipos de micelio: uno intercelular y otro intracelular, que le permite colonizar la capa de la semilla y los cotiledones. Los síntomas están asociados con canchros y deterioro del tallo, así como con la descomposición de la semilla (Bisht and Sinclair, 1985).

### **2.3.4 PODREDUMBRE DE LA RAÍZ Y BASE DEL TALLO.**

La pudrición de la raíz y tallo de la soya causada por *Phytophthora sojae* está distribuída mundialmente. En variedades susceptibles puede causar pérdidas en la producción de hasta un 100%. El inóculo primario proviene de residuos vegetales. El porcentaje de especies patogénicas se han ido incrementando debido a la evolución clonal o a la presión de selección desplegada por diferentes genes de resistencia (Malvick y Grunden, 2004). Los rangos de temperatura para el crecimiento de la

mayoría de las especies de *Phytophthora* son de 25 a 28° C (Sinclair y Backman, 1989). La enfermedad es más severa en suelos pobremente drenados y los síntomas son fácilmente visibles en cualquier etapa de desarrollo del cultivo (Barreto et al., 1995; Sinclair y Backman, 1989). Los síntomas están asociados con: sancochos (“damping-off”) en preemergencia y postemergencia, muerte gradual, pudrición en raíces y tallo, amarillamiento en las venas y márgenes de hojas inferiores, clorosis y marchitamiento general de la planta (Barreto et al., 1995; Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.5 PODREDUMBRE CARBONOSA DEL TALLO**

*Macrophomina phaseolina*, es el agente causal de la podredumbre carbonosa del tallo. En los Estados Unidos se han reportado pérdidas en la producción en rangos que varían de un 30 a 50% (Yang y Navi, 2005). El patógeno es un hongo que vive en el suelo y tiene una fase saprofítica. Afecta principalmente al cultivo en etapas reproductivas en donde los requerimientos de agua son elevados. Las altas temperaturas favorecen su diseminación (Brotten y Schapaug, 1989). El microesclerocio puede germinar en la superficie de las raíces, en donde produce varios tubos germinativos. La penetración en el hospedero se realiza por aberturas naturales o mediante la formación de un apresorio. Las hifas crecen inter e intracelularmente en el tejido del huésped. Las temperaturas entre 28 a 35° C favorecen el desarrollo de la enfermedad y la expresión de síntomas. Afecta a una amplia gama de hospederos, esto es más de 500 especies de plantas incluyendo malezas (Sinclair y Backman, 1989).

Los síntomas son muerte prematura, decoloración presentando una tonalidad café rojiza en la porción emergente del hipocótilo, así como en la línea del suelo y las raíces. En plantas adultas se pueden observar hojas pequeñas de poco vigor que con el avance de

la enfermedad se tornan amarillentas y se marchitan (Yang, 2005; Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.6 PODREDUMBRE ROJA DE LA CORONA.**

La podredumbre roja de la corona es causada por *Calonectria ilicicola* Boedijn & Reitsma (estado sexual) o *Cylindrocladium crotalariae* (Loos) (estado asexual). Se han reportado pérdidas en la producción de hasta un 50% (Kuruppu et al., 2004a). Las temperaturas de suelo apropiadas para el desarrollo de la enfermedad están entre los 25 a 30° C (Kuruppu et al., 2004a). El hongo produce ascosporas y conidias. El microesclerocio actúa como estructura de sobrevivencia, perdurando varios años en residuos vegetales y en el suelo, siendo una fuente de dispersión de propágulos (Kuruppu et al., 2004b). Los síntomas aparecen en los estados R3 y R4 del cultivo y envuelven clorosis, necrosis intervenal y defoliación (Kuruppu et al., 2004b). Debido a que el hongo invade el sistema radicular, los tejidos en el interior del tallo adquieren una tonalidad café grisácea, en algunas ocasiones se observa el peritecio en los tejidos infectados (Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.7 PODREDUMBRE HÚMEDA DEL TALLO**

*Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary es el agente causal de la podredumbre húmeda del tallo reportándose pérdidas de 136.6 Kg/ha, por cada 10% de incidencia de la enfermedad, en ensayos experimentales (Danielson et al., 2004). La infección ocurre durante el periodo vegetativo y las ascosporas, que se encuentran en el aire, son la fuente de inóculo primario (Boland y Hall, 1988). Estas son depositadas en los pétalos

de la flor. La presencia de humedad en la superficie de la planta permite la germinación y futura infección en los tejidos del hospedero. El esclerocio puede vivir por años en el suelo. Las temperaturas en el rango de 10 a 20° C, y suelos saturados de agua son condiciones ideales para el desarrollo de la enfermedad (Kurle et al., 2001). Los síntomas en un inicio están asociados a marchitamientos y muerte eventual de hojas superiores. Seguidamente las hojas adquieren una coloración verde grisácea y con el tiempo se tornan cafés. En el tallo se puede observar lesiones de apariencia acuosa, que cambian de una tonalidad bronceada a blanca y se dispersan tanto hacia arriba como por debajo de los nudos. Se puede observar decoloraciones rojizas en el interior del tejido infectado en el tallo y en el borde de las lesiones (Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.8 PUDRICIÓN MARRÓN DEL TALLO**

El agente causal de la pudrición marrón del tallo es *Phialophora gregata* (Allington y Chamberlain) Gams. f. s.p. *sojae*. (Hughes et al., 2004). Esta enfermedad ha sido reportada en Estados Unidos, Canadá, Egipto, Japón, México y Yugoslavia causando pérdidas de 30% o más (Sinclair y Backman, 1989; Hughes et al., 2002). El hongo sobrevive en el suelo y en residuos vegetales, saprofiticamente como micelio. A temperaturas de 15 a 27 °C y humedad alta en el suelo, el micelio ingresa por las raíces laterales de la planta y avanza hacia las células del xilema, en donde se produce la infección. Se ha observado una mayor rapidez en el desarrollo de la enfermedad en plantas maduras (Hughes et al., 2002).

Los síntomas ocasionados en el hospedero pueden ser externos e internos. Los síntomas ocasionados en el hospedero pueden ser externos e internos. Los síntomas externos se asocian con clorosis y necrosis intervenal en las hojas, para luego progresar a marchitez

y defoliación. Estos trastornos pueden ser observados aproximadamente tres semanas antes de la madurez fisiológica. Los síntomas internos consisten en amarillamiento del tejido vascular en raíces y tallos (Hughes et al., 2004).

### **2.3.9 ANTRACNOSIS**

La antracnosis es causada por *Colletotrichum truncatum* (Schwein.) Andrus y W.D. Moore (Kikpatrick, 2006) y fue reportada en Japón en 1917 (Manandhar et al., 1988; Sinclair y Backman, 1989). Al contraer el patógeno, las plantas reducen la calidad de semilla y la producción baja en un rango desde 16 hasta un 50 % en los Estados Unidos y Tailandia y 100% en ciertas áreas de Brasil e India (Khan y Sinclair, 1991; Sinclair y Backman 1989). Es una enfermedad de importancia económica en los trópicos y subtropicos húmedos y en climas templados donde existen prolongados períodos de sol y lluvia (Khan y Sinclair, 1991). Tanto las semillas, el cultivo y los residuos de plantas actúan como inóculo primario. Sin embargo, no produce infección en la raíces (Khan and Sinclair, 1991). A temperaturas bajo 35 °C y humedad en la superficie de la planta, la conidia germina y forma el apresorio (Sinclair y Backman , 1989).

Las partes aéreas de la planta pueden ser infectadas en cualquier estado de crecimiento y los síntomas pueden ser observados en estados tempranos y tardíos de reproducción o senescencia e incluyen lesiones de forma irregular en hojas bajas, pecíolos e entrenudos bajos. La enfermedad se disemina en forma acropetal y en los estados R4 y R5, se produce una defoliación prematura, acompañada de necrosis en la vena laminar y canchros en el pecíolo (Khan and Sinclair, 1992).

Las plantas maduras (estado R7) son susceptibles a *Glomerella glycines* F. Lehm. y F.A. Wolf, fase sexual de *Colletotrichum destructivum* O' Gara (Sinclair y Backman ,

1989). En la actualidad no existen variedades comerciales resistentes a antracnosis (Manandhar et al., 1988).

### **2.3.10 CANCRO DEL TALLO**

El cancro del tallo es causado por *Diaporthe phaseolorum* (Cooke & Ellis) (Backman et al., 1985). En los Estados Unidos se han reportado pérdidas en la producción hasta un 80%, o en reducción en el peso de la semilla (Harville, 1986). Las principales fuentes de inóculo para la diseminación de la enfermedad son residuos vegetales, equipo contaminado y semilla infectada (Sinclair y Backman, 1989). La temperatura óptima para el desarrollo del peritecio está sobre los 20° C y requiere humedad libre por un periodo de 8 días. Las ascosporas son hialinas, bicelulares y una de ellas de forma elongada elipsoidal. Algunos aislados poseen alfa conidia (Sinclair y Backman, 1989). Los síntomas se presentan durante las primeras etapas del cultivo y se relacionan con lesiones pequeñas, de una coloración café rojiza cerca de los nódulos en los tallos. Estas lesiones se expanden adquiriendo una coloración café oscura formando canchros hundidos de color negro. En las hojas se pueden observar clorosis intervenal y necrosis. Ocasionalmente se observa necrosis en los meristemos. Se han descrito dos tipos de canchros: el cancro del tallo norteño (“Northern Stem canker”) causado por *D. phaseolorum* var. *caulivora* y el cancro del tallo sureño (“Southern Stem canker”), cuyo agente causal es *D. phaseolorum* var. *meridionales*. Este último ha causado mayores estragos en los Estados Unidos (Sinclair y Backman, 1989).

### 2.3.11 ROYA

La roya de la soya es causada por dos especies de hongos: *Phakopsora meibomiae*, conocida como la roya americana, y *Phakopsora pachyrhizi*, conocida como la roya asiática. La roya asiática es más agresiva y fue reportada por primera vez en Hawaii, en el 1994 (Hartman et al., 2005). Para 2004 se reportó en Louisiana en Norte América (Yorinori et al., 2005). Esta se ha identificado anteriormente en otros países como Japón en 1903, Argentina (2001-2002), Brasil (2001-2002) y esta diseminada por Asia y Australia ocasionando pérdidas de hasta un 50% (Hartman et al., 2005). La roya americana fue reportada en Puerto Rico en 1976 (Sinclair y Backman, 1989).

Las condiciones óptimas para el desarrollo de la enfermedad esta dada por rangos de temperatura máxima de 26 a 29° C y mínima de 15 a 17° C. Las temperaturas de rocío de 16 a 18° C y 75 a 80% de humedad relativa en las mañanas favorecen la enfermedad. Bajo estas condiciones las pústulas pueden desarrollarse en 5 a 10 días y las uredosporas son producidas en un periodo de 10 a 21 días (Levy, 2005). Es necesario que la superficie de las hojas presente rocío o una lámina de agua para la germinación y penetración de la uredospora. La penetración es en forma directa por medio de la cutícula y la célula epidermal, para que luego la hifa crezca intercelularmente (Sinclair y Backman, 1989). Esta infecta más de 95 especies de plantas y 42 géneros relacionados a especies de *Glycine*. El Kudzu (*Pueraria lobata*), es un hospedero importante de la roya, así como una fuente de inóculo (Hartman et al., 2005). Los síntomas iniciales se manifiestan como pequeñas lesiones cloróticas de color grisáceo las cuales incrementan en tamaño y se tornan rojizas o de un aspecto bronceado (Ivancovich, 2005). Las lesiones bronceadas al madurar forman unas pequeñas pústulas llamadas uredias, rodeada de un área necrótica, con miles de uredosporas. Las lesiones también pueden

aparecer en tallos, pecíolos y vainas (Sinclair y Backman, 1989). Las pústulas son evidentes en el envés de la hoja.

### **2.3.12 MANCHA POR *CERCOSPORA***

El tizón de la hoja y mancha púrpura de la semilla es causado por *Cercospora kikuchii* y fue reportada por primera vez en Corea en el 1921 (Velicheti y Sinclair, 1994). En los Estados Unidos se identificó en el 1924, en Indiana. El patógeno puede afectar las hojas, tallos y vainas (Gai y Schneider, 2004). El efecto en la germinación de la semilla no ha sido confirmado a ciencia cierta, sin embargo, los principales daños se encuentran asociados con las propiedades físicas (reducción del 4% de volumen y 13% del peso grano) y químicas del grano (baja calidad de aceite, proteína y carbohidratos) (Wang et al., 2004.). El rango de temperatura para la germinación de conidias en las semillas está entre 15 a 30° C con alta humedad relativa (por sobre el 92%). Sin embargo, este patógeno puede atacar estados fenológicos tempranos de la soya, a una temperatura de 25°C con períodos altos de humedad expuestos en la hoja (18-36 horas) (Schuh, 1991). El patógeno puede sobrevivir en residuos de cosecha principalmente en las vainas (Baird et al., 1997). El principal síntoma son manchas de un color café rojizas o púrpuras presentes en la capa de la semilla, con un diámetro que varían de 1 a 5 mm (Wang et al., 2004). En las hojas bajas se pueden observar manchas angulares o irregulares de una tonalidad café rojiza, que muestran el avance de la enfermedad observándose clorosis y necrosis en el tejido (Gai y Schneider, 2004).

La mancha de ojo de rana es causada por *Cercospora sojina* Hara, y fue reportada por primera vez en Japón en 1915 y en los Estados Unidos en 1924. Actualmente se encuentra distribuída por todo el mundo. Puede causar pérdidas entre el 10 a 50%, pero

en climas tropicales puede sobrepasar el 60%. Se ha observado el desarrollo de la enfermedad en climas templados y húmedos con temperaturas de 28 a 30° C y alta humedad relativa en el ambiente (Yang y Weaver, 2001). Tanto el inóculo primario como el secundario provienen de semilla y tejido infectado respectivamente (Sinclair y Backman, 1989). Los síntomas se observan principalmente en las hojas, sin embargo, puede afectar a tallos, vainas y semillas. Se pueden desarrollar en cualquier estado fenológico del cultivo y consisten de manchas rojizas de 1 a 2 mm de diámetro de forma circular o angular, en la superficie superior de la hoja. Con el avance de la enfermedad las manchas se expanden y en el centro se observa una coloración gris ceniza. A diferencia de otras enfermedades foliares no se aprecia bordes cloróticos en los márgenes de las lesiones (Mengistu, 2002).

### **2.3.13 MANCHA MARRÓN**

La mancha marrón es causada por *Septoria glycines* Hemmi y probablemente fue originaria en Asia en 1915 (Song et al., 1994; Lee et al., 1996). En condiciones naturales pueden causar pérdidas sobre el 10% (Song et al., 1993). La enfermedad se desarrolla de hojas viejas a nuevas en climas templados y húmedos (Cooper, 1989). El patógeno ingresa por las células estomáticas y crece intercelularmente por medio de las hifas, causando la muerte de los tejidos. La conidia y el micelio son las fuentes de inóculo primario (Sinclair y Backman, 1989). Dentro de los principales hospederos de *Septoria glycines*, se encuentran *Abutilon theophrasti* (miembro de la familia Malvaceae), *Glycine* spp. y *Phaseolus angularis* (Lee y Hartman, 1996).

El síntoma principal es una mancha angular de color café en la superficie de las hojas y cotiledones (Song et al., 1993). En un inicio la enfermedad se manifiesta con lesiones

de color café rojizo, con un halo de color amarillento en plantas que provienen de plantas de semillas amarillas. El otro tipo de síntoma esta relacionado a los cultivos que proviene de semilla verde, los cuales poseen una lesión angular obscura rodeado de un halo necrótico (Lee et al., 1996). Otros síntomas relacionados son la senescencia prematura de las hojas y la defoliación (Cooper, 1989). La enfermedad afecta también a semillas, tallo y vainas en plantas maduras (Sinclair y Backman, 1989).

#### **2.3.14 MUSTIA HILAGINOSA**

La mustia hilaginosa es una enfermedad transmitida por el suelo cuyo agente causal es *Rhizoctonia solani*, anamorfo de *Thanatephorus cucumeris* (Frank) Donk. Apareció inicialmente en Filipinas y en los Estados Unidos se encontró por primera vez en el 1954 (Joye et al., 1990). El porcentaje de reducción en la producción puede llegar a un 48% (Bradley et al., 2001). Este patógeno es altamente variable y los aislamientos han sido asignados en 12 grupos de anastomosis, AG-1 a AG11, y AG-B1, basados en 4 características fundamentales: anastomosis de la hifa, morfología de la colonia, patogenicidad y secuencia homologa de bases de ADN (Sinclair y Backman, 1989). Por su habilidad saprofítica, puede sobrevivir en residuos de tejido, encontrándose fuentes de inóculo primario sobre los 10 cm de la superficie del suelo, así como a los 50 cm de profundidad. Estudios científicos demuestran que la densidad del inóculo es de 0.1 ug de micelio por gramo de suelo (Sinclair y Backman, 1989). Las condiciones favorables para el desarrollo de este organismo son temperaturas de suelo entre 20 a 32° C con una alta humedad relativa (Dorrance et al., 2003). Esta es una enfermedad foliar destructiva presente en las regiones tropicales y subtropicales, la cual se inicia en la base de las plantas y progresa acropetalmente mediante el crecimiento del micelio (Yang et al.,

1990). Entre las principales plantas hospederas se encuentran: *Phaseolus vulgaris*, *Phaseolus lunatus*, *Trifolium* spp., *Vigna* spp., *Festuca* spp., *Picus* spp., *Lespedeza* spp., *Oriza sativa*, *Neonotonia wightii* y *Aleurites* spp. (Sinclair y Backman, 1989).

El patógeno causa una pudrición basal de una tonalidad rojiza o marrón, que paulatinamente avanza hacia la raíz y tallo. En plántulas causa ahogamientos preemergentes y postemergentes (Khan et al., 2005). Las hojas en un inicio se tornan acuosas, de un color café verdoso a café rojizo y finalmente adquieren una tonalidad marrón o negra. Existe defoliación y al caer las hojas se adhieren a los tejidos de la planta siendo una fuente de infección para vainas y semillas. Se observan lesiones de color pardo en vainas y pecíolos (Sinclair y Backman, 1989)

### **2.3.15 AÑUBLO POLVORIENTO**

El agente causal del añublo polvoriento es un parásito obligado, *Microsphaera diffusa* Cooke y Peck (Yorinori et al., 2003). El primer reporte fue en el año de 1921 en Alemania para luego diseminarse a Brasil, Canadá, China, India, Puerto Rico, Sudáfrica y los Estados Unidos (Sinclair y Backman, 1989). Es una enfermedad común de invernaderos de soya y puede causar daños en producción que fluctúan entre 10-35% (Yorinori et al., 2003; Sinclair y Backman, 1989). La temperatura óptima para el crecimiento del hongo es de 18-24° C y se inhibe a los 30° C (Yorinori et al., 2003). *Mycosphaera diffusa*, produce micelio y conidias en la superficie de la planta y un haustorio intercelular en las células epidermales (Sinclair y Backman, 1989). Este patógeno inhibe significativamente la transpiración y fotosíntesis debido a que con un 82% del área foliar infectada más de la mitad de las actividades fotosintéticas se han perdido y la transpiración se ha reducido a un 36% en comparación al control sano

(Yorinori et al., 2003). Este hongo afecta varias leguminosas entre las que podemos mencionar a: *Phaseolus vulgaris*, *Vigna radiata*, *Pisum sativum*, *Vigna unguiculata*, así como plantas de la familia Caprifoliaceae y Solanaceae. Los síntomas pueden observarse en cotiledones, tallos y superficies de hojas (Sinclair y Backman, 1989). Dependiendo de los cultivares se puede observar: clorosis, necrosis, lesiones acuosas, islas verdes o manchas oxidadas (Yorinori et al., 2003).

### **2.3.16 AÑUBLO LANOSO.**

El añublo lanoso es causado por *Peronospora manshurica* (Naumov) Syd. y fue reportado por primera vez en los Estados Unidos en el 1923 y actualmente se encuentra distribuida en todo el mundo (Dunleavy, 1984 b; Sinclair y Backman, 1989). Se reproduce sexualmente mediante la producción de una oospora de resistencia la cual puede sobrevivir en hojas infectadas y semillas, siendo ésta la fuente de inóculo primario. La enfermedad se disemina rápidamente a temperaturas entre 20 a 24° C con alta humedad relativa. La esporulación ocurre en periodos de temperatura entre 10 a 30°C (Lim, 1978). El esporangio germina en un periodo de 12 h, se produce en hojas nuevas y se disemina por corrientes de aire. La penetración en el hospedero es a través de las estomas. Generalmente forma un haustorio en las células (Sinclair y Backman, 1989). La conidia es producida en la parte inferior de la hoja infectada y dada las condiciones óptimas se disemina rápidamente en el tejido (Lim, 1978). Los síntomas aparecen en la parte superior de hojas jóvenes como manchas de color verde pálido a amarillo claro, las mismas que se extienden como lesiones amarillentas de forma y tamaño indefinidos. Con el avance de la enfermedad, se tornan de un color marrón oscuro, con un margen verde amarillento. Finalmente toda el área infectada toma un

color marrón. En climas húmedos la superficie baja de las hojas se cubre con lesiones cubiertas por masas de esporangioforos de un color morado pálido, característica distinguible de esta enfermedad. En infecciones severas puede producir defoliación. Las semillas al infectarse se cubren de masas de micelio y oosporas, lo cual reduce el desarrollo y peso. Además, pueden producir infecciones sistémicas en plántulas de soya (Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.17 QUEMAZÓN DE LA HOJA**

La quemazón de la hoja es causada por *Dactuliochaeta glycines* (Stewart) (Hartman, 1992) se reportó por primera vez en África (Sinclair y Backman, 1989). No causa pérdidas importantes y se mantiene como esclerocio en residuos vegetales y en el suelo, donde actúa como fuente de inóculo primario. De allí es transportado a la superficie de las hojas por medio de salpicaduras de gotas de lluvia (Sinclair y Backman, 1986). Bajo condiciones favorables se disemina produciendo: picnidio, conidias o micelio, los cuales actúan como propágulos infectivos (Hartman y Sinclair, 1992). No existe evidencia que el patógeno sea transportado en la semilla (Sinclair y Backman 1989). Los síntomas se observan en el follaje, peciolo, vainas y tallos (Sinclair y Backman, 1989). Al inicio de la enfermedad aparecen lesiones en las venas primarias de las hojas unifoliadas. Seguidamente los síntomas se manifiestan en las hojas trifoliadas como manchas superficiales de un color rojizo oscuro dispersadas tanto en el haz como en el envés del tejido del hospedero (Sinclair, 1986).

### **2.3.18 MANCHA POR ALTERNARIA**

La mancha causada por *Alternaria* sp. fue reportada por primera vez en Canadá. Se encuentra expandida por todo el mundo y es considerada una enfermedad con efectos mínimos en el cultivo. Principalmente ataca hojas y vainas, cuando la planta se acerca a su madurez, pero puede afectar a la semilla. Los síntomas se caracterizan por manchas foliares de color marrón con anillos concéntricos que se alargan y coalescen con el avance de la enfermedad, causando parches necróticos en las hojas. Las conidias muriformes son fácilmente distinguibles en los tejidos infectados (Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.19 MANCHA DE ANILLOS CONCÉNTRICOS**

La mancha de anillos concéntricos es causada por *Corynespora cassicola* (Berk y Curt) (Spencer y Walter, 1969) y los problemas en la producción varían de un 18 a 32%, pero es considerado un problema serio en variedades tardías. La enfermedad se encuentra diseminada en varios países. Los rangos de temperatura óptima son de 18 a 21° C, con un máximo de 34-39° C y mínimos de 5-7° C, y una humedad relativa de un 80% o más (Sinclair y Backman, 1989). Es un hongo cosmopolita y se encuentra principalmente en los trópicos. Entre los principales hospederos se encuentran: *Capsicum frutescens*, *Carica papaya*, *Cassia tora*, *Cucumis sativus*, *Gossypium hirsutum*, *Lycopersicon esculentum*, *Phaseolus lunatus*, *P. vulgaris*, *Vigna radiata*, y *V. unguiculata*. Los síntomas consisten en lesiones redondeadas a irregulares de un color café rojizo, rodeadas por un halo de color verde amarillento. El diámetro varía entre 10 a 15 mm.

Las lesiones se pueden observar en semillas, hipocótilos, raíz, tallos, hojas y vainas (Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.20 TIZÓN BACTERIANO**

El tizón bacteriano causado por *Pseudomonas syringae* pv. *glycinea* (Coerper) Young Dye and Wilkie, se encuentra diseminado por todo el mundo principalmente en climas templados acompañados de alta humedad (Álvarez et al., 1995; Sinclair y Backman, 1989; Volksch et al., 1992). No se ha reportado que esta enfermedad cause graves problemas en la producción bajo infecciones naturales (Álvarez et al., 1995). Las condiciones óptimas para el desarrollo de la bacteria son rangos de temperatura entre 24 a 26° C (Sinclair y Backman, 1989). El patógeno puede estar presente tanto en hojas como en las semillas (Rukayadi et al., 2000; Álvarez et al., 1995). Los primeros síntomas son manchas cloróticas que se desarrollan sobre la superficie de las hojas, de apariencia hundida y transparente en el centro, rodeados de un halo. Las manchas se tornan de un color marrón-rojizo y posteriormente forman lesiones más grandes. El tejido adquiere una apariencia blanda y acuosa. Finalmente, las hojas quedan perforadas o se desprenden de la planta (Hwang y Lim, 1992).

### **2.3.21 PÚSTULA BACTERIANA**

La pústula bacteriana causada por *Xanthomonas campestris* pv. *glycines* (Nakano) Dye, es una enfermedad común donde se cultiva soya (Hwang y Lim, 1992a). Su severidad incrementa en las regiones tropicales (Sinclair y Backman, 1989). El patógeno sobrevive en residuos de plantas, semillas, rizósfera y malezas hospederas como:

*Brunnichia cirrosa* y *Dolichos biflorus* (Sinclair y Backman, 1989). La bacteria ingresa por las estomas o mediante alguna herida presente en el hospedero. Los principales síntomas están relacionados con hipertrofia e hiperplasia en las células del mesófilo de donde se originan pequeñas pústulas sobre las superficies de las hojas, rodeadas de halos necróticos (Hwang y Lim, 1992b). Con el desarrollo de la enfermedad las pústulas coalescen ocasionando manchas angulares de un color marrón o parches necróticos en las hojas (Jones y Fett, 1987).

Otras enfermedades bacterianas reportadas como patogénicas en el cultivo de soya son: *Corynebacterium flaccumfaciens* (Dunleavy, 1984a) y *Pseudomonas syringae* pv. *tabaci* (Wolf and Foster) (Sinclair y Backman, 1989). *Corynebacterium flaccumfaciens* (Hedges) Dowson, fue observada por primera vez en los Estados Unidos causando daños en la reducción de la producción de hasta un 13% (Sinclair y Backman, 1989). Los síntomas incluyen clorosis en el margen de las hojas, que progresan hacia el centro, y posteriormente se tornan de un color marrón, ocasionando la muerte del tejido (Dunleavy, 1984a). La bacteria infecta la semilla (Sinclair y Backman, 1989). *Pseudomonas syringae* pv. *tabaci* produce síntomas que se observan en las hojas como manchas necróticas irregulares, rodeadas de un halo amarillento (Sinclair y Backman, 1989).

### **2.3.22 ENFERMEDADES CAUSADAS POR VIRUS**

El virus del mosaico de la soya (SMV) fue identificado por primera vez en Asia y es perteneciente al género Potyvirus cuyo genoma consiste en una cadena simple de ARN (Sinclair y Backman, 1989; Hull, 2004). Es el principal virus de importancia económica, debido a que puede ocasionar pérdidas en el cultivo de hasta un 60%

(McGraw, 2002). Es transmitido por *Aphis glycines* en una forma no persistente o por semillas (Clark y Perry, 2002; Gunasinghe et al., 1986.). Los principales hospederos se encuentran dentro de la familia Fabaceae (Sinclair y Backman, 1989). Los síntomas están relacionados con: mosaicos, clorosis, rugosidad y enrollamiento en las hojas, acompañado de lesiones necróticas, en venas, tallos y hojas (Zheng et al., 2005).

El virus del enanismo de la soya (SDV), fue reportado por primera vez en Japón, y ocasiona pérdidas de un 40% en el cultivo (Harrison et al., 2005). Es un Luteovirus, y su genoma se encuentra constituido por una cadena simple de ARN en sentido positivo (Hull, 2004). El virus es transmitido por varias especies de áfidos, siendo las más importantes: *Aphis glycines*, *Aphis solana* DeLong, *Acyrtosiphon pisum* (Harris) y *Nearctaphis bakeri* (Cowen) (Harrison et al., 2005). Los principales hospederos son: trébol rojo (*Trifolium pratense*), trébol blanco (*Trifolium repens*), trébol dulce (*Melilotus officinalis*) y plantas de la familia *Fabaceae*. Los síntomas se encuentran relacionados con enanismo. Además incluye: entrenudos cortos, coloración negra en los pecíolos, hojas enrolladas que se tornan quebradizas y clorosis intervenal (Harrison et al., 2005).

El virus del moteado de la vaina de la habichuela) (BPMV) es un comovirus (Hull, 2004), cuyo primer reporte fue en 1951 en Arkansas y los daños en el cultivo producen hasta un 52% de pérdidas en la producción (Giesler et al., 2002; Sinclair y Backman, 1989). El moteado de la vaina es transmitido por el coleóptero, *Cerotoma trifurcada* y por semilla, las cuales pierden calidad por volverse susceptibles a *Phomopsis spp.* (Krell et al., 2004; Giesler et al., 2002). Las principales plantas hospederas son: *Phaseolus lunatus* L, *P. vulgaris* L, *Lespedeza* sp., *Stizolobium deeringianum* Bort, *Trifolium incarnatum* L. y *Mucuna deeringianum* (Giesler et al., 2002; Sinclair y Backman, 1989). La sintomatología incluye moteados en las hojas jóvenes y en la cubierta de las

semillas. Dependiendo de la variedad de soya puede causar una necrosis total e incluso la muerte en las áreas afectadas (Giesler et al., 2002). Además produce pliegues en las hojas trifoliadas y retraso en la madurez de los tallos (Shahraeen, 2005).

El virus del moteado clorótico del caupí (CCMV), pertenece al grupo de los Bromovirus cuyo genoma se encuentra constituido por 3 moléculas de ARN (Goodrick et al., 1991; Hull, 2004). Es transmitido por la savia, a través de 2 vectores que son: *Cerotoma trifurcada* y *Diabrotica undecimpunctata*. Los principales hospederos son: *Vigna unguiculata*, *Casia tora* L., *Phaseolus vulgaris* (Sinclair y Backman, 1989). Los síntomas están asociados a poco crecimiento, mosaicos, distorsiones, parches cloróticos y rugosidad en las hojas (Sinclair y Backman, 1989).

El virus del moteado del maní (PMV) fue reportado en el 1965 en los Estados Unidos y se encuentra formando parte del grupo de los Potyvirus (Screenivasulu y Demski, 1988). Su genoma se encuentra conformado de una cadena simple de ARN y se han reportado pérdidas en producción por sobre el 60% (Hull, 2004; Sinclair y Backman, 1989). El virus es transmitido de una forma no persistente por *Myzus persicae* (Sulzer) y *Aphis craccivora* Koch (Screenivasulu y Demski, 1988). Dentro de los principales hospederos encontramos a: *Arachis hypogea* y *Phaseolus vulgaris*. La sintomatología se asocia a mosaico y lesiones cloróticas. En hojas jóvenes se pueden observar pequeñas islas de un color negro oscuro (Bijaisoradat et al, 1988).

Dentro del grupo de los carlavirus se encuentra el virus del mosaico leve del caupí (CMMV), que fue reportado por primera vez en Ghana (Brunt y Kenten, 1973). También se ha encontrado en Kenya Nigeria, Tailandia, Fiji, Brasil, Malasia e India. La partícula viral se encuentra constituida por una cadena simple de RNA y es transmitida naturalmente en forma no persistente por la mosca blanca, *B. tabaci*. (Jeyanandarajah y Brunt, 1993). Estudios en Brasil citan a *B. tabaci* biotipo B como transmisor de

Carlavirus (Almeida et al., 2005). No se tiene certeza si el virus es transmitido por semilla, pero probablemente depende de la interacción de la cepa viral, del genotipo de la planta, duración de la infección y las condiciones ambientales (Jeyanandrarajah y Brunt, 1993). Dentro de los principales hospederos encontramos a: *Arachis hipogea*, *Cajanus cajan* (L.) Millsp., *Canavalia ensiformis* (L), *Cassia obtusifolia* L, *C. occidentales* L, *Chenopodium amaranticolor*, *C. quinoa*, *Dolichus lablab*, *Lens esculenta* Moench, *Lycopersicon esculentum*. Mill, *Nicotiana tabacum* L., *Phaseolus acutifolis*, *P. vulgaris*, *P. coccineus*, *Pisum sativum*, *Vicia faba*, *Vigna unguiculata* y *Zea mays* L. (Jeyanandrarajah y Brunt, 1993; Almeida et al., 2005). Los síntomas están asociados a necrosis y ennegrecimiento del tallo (Almeida et al., 2005).

### **2.3.23 ENFERMEDADES CAUSADAS POR NEMÁTODOS**

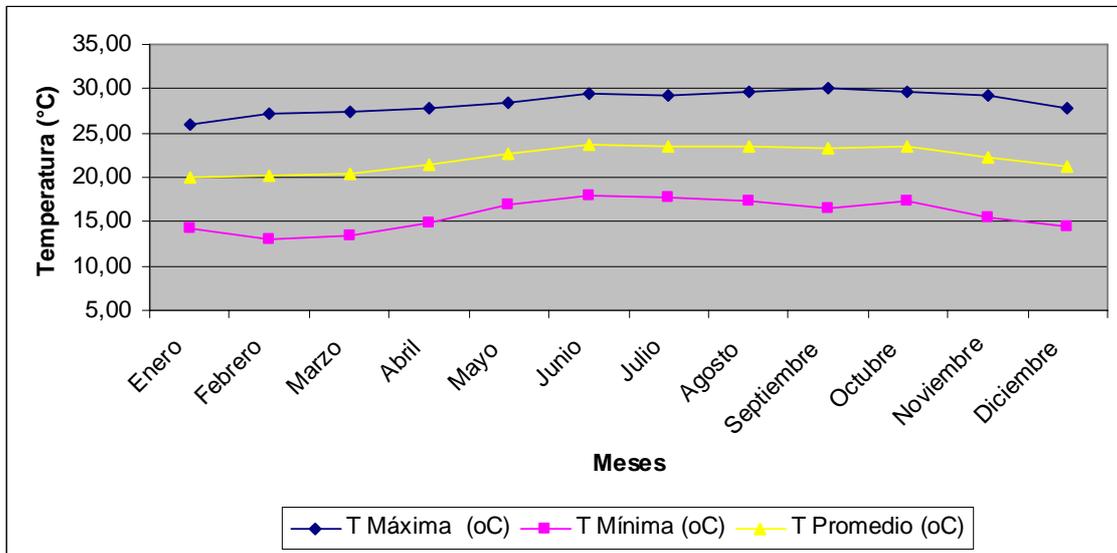
Los nemátodos fitoparasíticos habitan en el suelo, agua, residuos de materia orgánica, plantas y animales. El movimiento en el suelo es limitado, pero se mueven pasivamente en agua y tejidos infectados. La diseminación se realiza por el viento, animales, maquinaria y remoción de suelo infectado. Son organismos microscópicos, transparentes, vermiformes y móviles que se encuentran activos a temperaturas entre 16 a 32° C. Se han reportado más de 100 especies de nemátodos parasíticos en el cultivo de soya pero sólo algunos de ellos tienen importancia económica relevante (Sinclair y Backman, 1989). Se caracterizan por ser parásitos obligados que causan daños en el sistema radicular y por ende evitan el flujo de nutrientes y agua a las partes aéreas de la planta. Dentro de este importante grupo, encontramos a: *Heterodera glycines*, que es el patógeno más importante en los Estados Unidos, cuyos síntomas se caracterizan por pérdida de vigor en la planta, necrosis en las raíces y reducción de la nodulación

(Kabelka et al., 2005). *Hoplolaimus columbus* [Basirolaimus columbus], cuyos síntomas se encuentran relacionados con atrofiamientos y clorosis (Sinclair y Backman, 1989); *Pratylenchus* spp. que ataca la corteza de las raíces ocasionando lesiones de un color oscuro y una disminución de un 25% en el crecimiento de las mismas; *Rotylenchulus reniformes* Linford & Oliveira, el cual atrofia severamente el sistema radicular y se producen gran cantidad de vainas vacías y *Meloidogyne* spp. que se caracteriza por la presencia de agallas de diferente forma y tamaño. Estas coalescen con el avance de la enfermedad ocasionando hinchazones en el sistema radicular afectado (Sinclair y Backman, 1989).

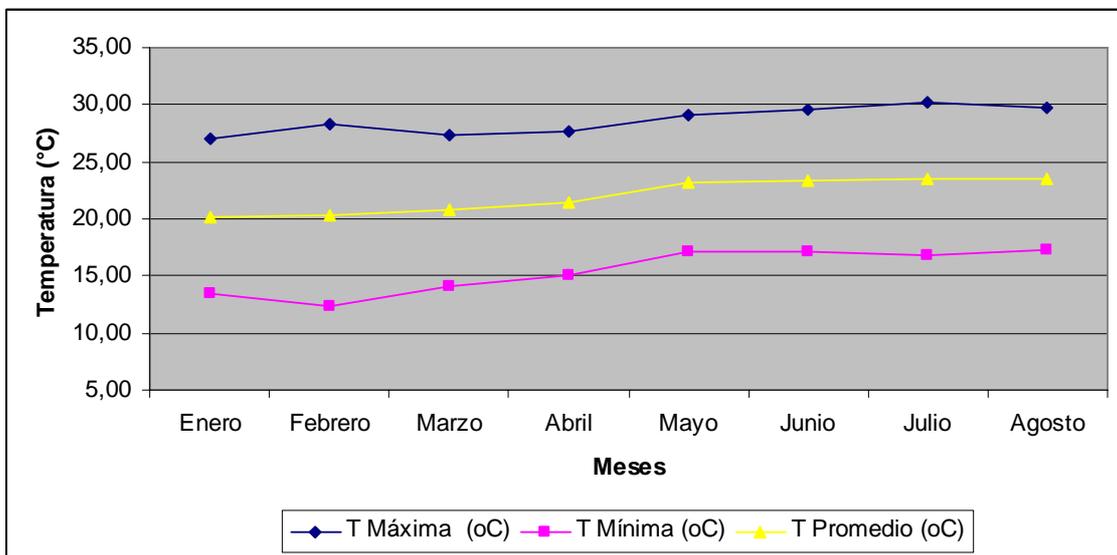
### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 LOTES EXPERIMENTALES

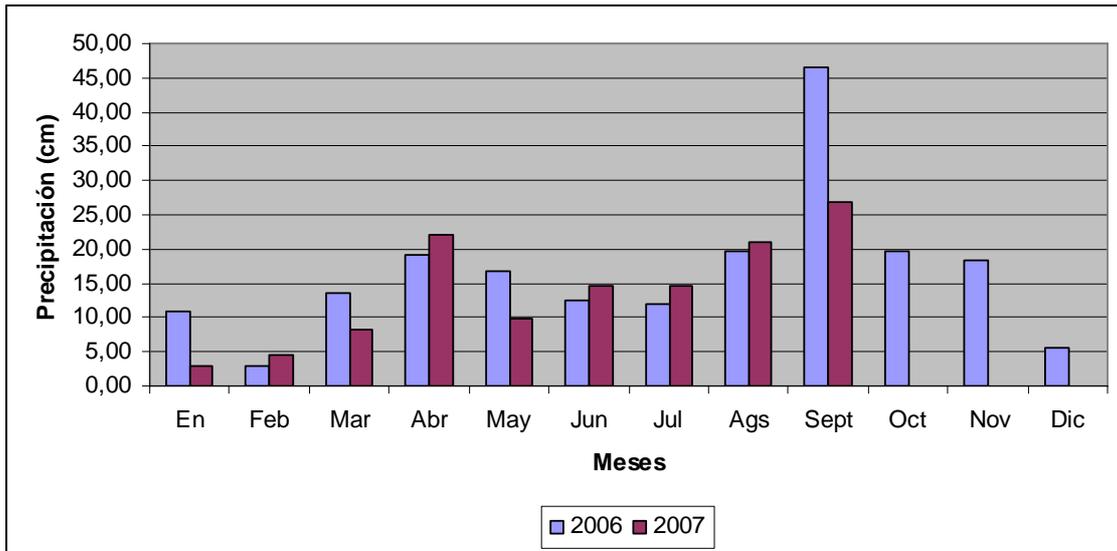
La presente investigación se realizó en las Estaciones Experimentales Agrícolas (EEA) de la Universidad de Puerto Rico localizadas en Adjuntas, Isabela y Juana Díaz. La EEA de Adjuntas se encuentra ubicada al Sureste de la isla, en la carretera 525 Km 2.5 Latitud N 18° 10'. 474'' y Longitud W 066° 47'. 961'' a 594.4 metros sobre el nivel del mar (msnm). Los suelos son del orden Oxisol, pertenecientes a la serie Limani, caracterizado por ser ácidos, profundos, arcillosos y de baja fertilidad. En Adjuntas la temperatura del aire oscila entre 18 a 24° C y la precipitación es de 254 cm anuales. Las temperaturas promedios y precipitación registrados durante los años 2006, 2007 se presentan en las figuras 1, 2, 3. La Estación Experimental de Isabela se encuentra ubicada en el noroeste de la Isla, Bo. Guerrero Carr. Núm 2, Km 114.7. Latitud N 18° 27'. 732'' y Longitud W 067° 03'. 355'' a 128 msnm. Los suelos en Isabela corresponden al orden de los Oxisoles, la Serie Coto caracterizado por ser suelos arcilloso, ácidos y de fertilidad media. La precipitación anual es de 205 cm y la temperatura ambiente se encuentra entre los 22 y 28° C. Durante los años 2006 y 2007 las temperaturas promedio se registran en las figuras 4, 5, 6. La EEA de Juana Díaz se encuentra ubicada en la carretera 510 Km 3.1, Sabana Llana, Juana Díaz, localizada en el área sur-oeste de Puerto Rico, Latitud N 18° 01'. 811'' y Longitud W066° 31'. 713'' a 23 msnm. El tipo de suelo es Mollisol, Franco-arcilloso, ligeramente ácido de alta fertilidad. Es una zona semiárida con temperaturas entre 21-30° C y una precipitación anual de 115 cm (Figuras 7, 8, 9).



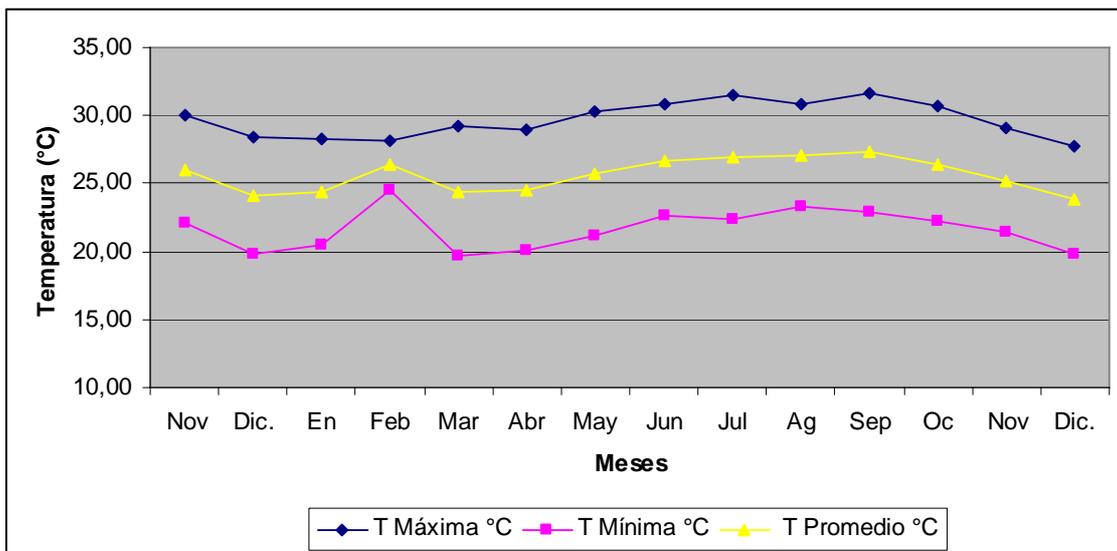
**Figura 1. Temperaturas del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2006.**



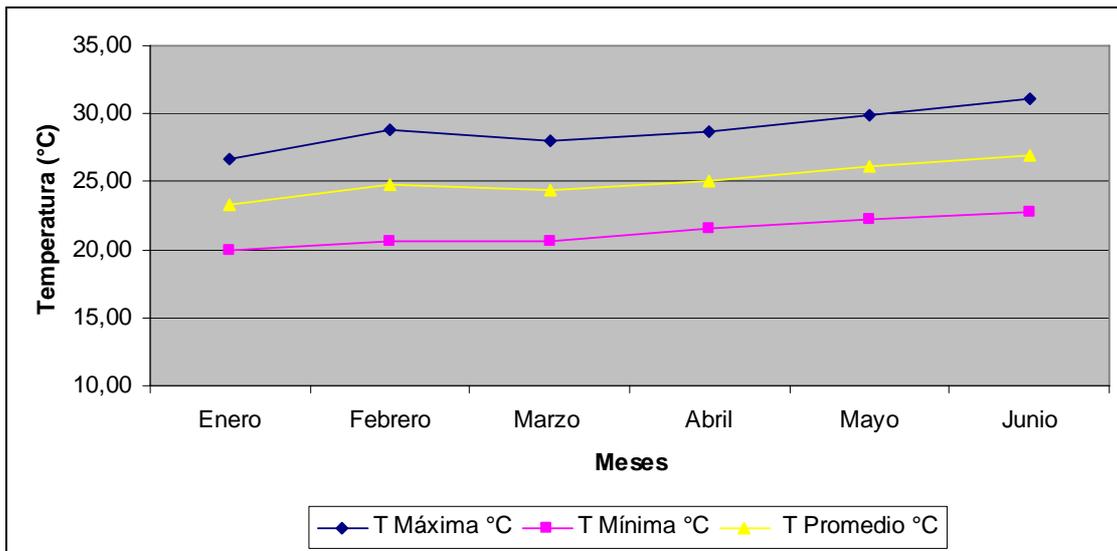
**Figura 2. Temperaturas del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.**



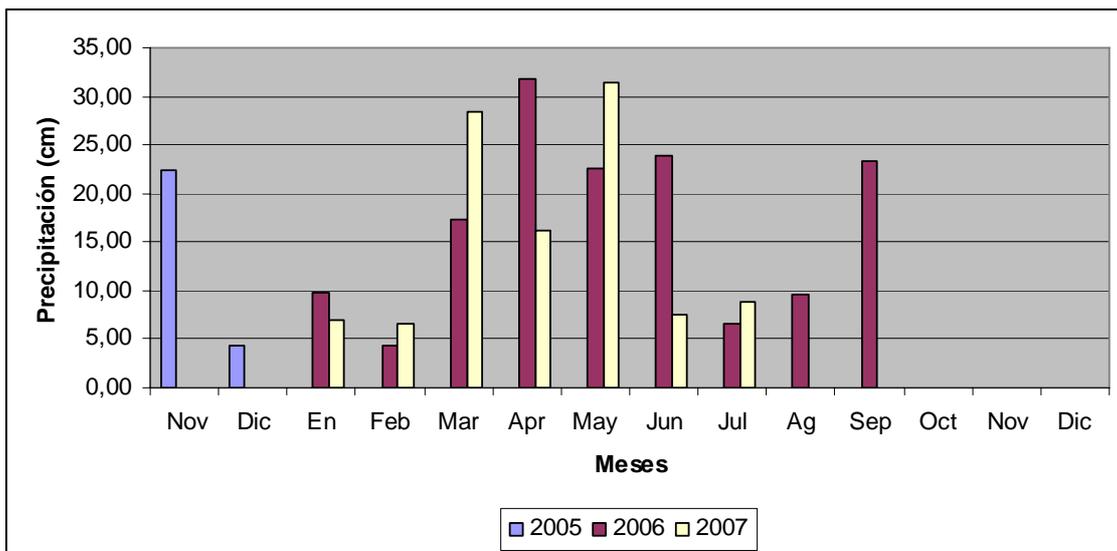
**Figura 3. Precipitación mensual en la localidad de Adjuntas, Puerto Rico durante los años 2006-2007.**



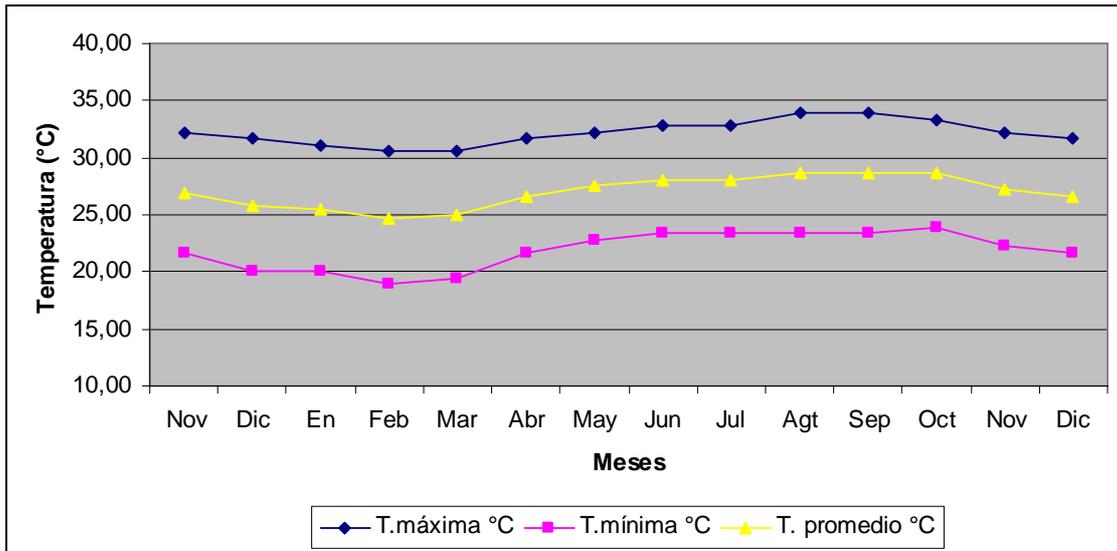
**Figura 4. Temperatura del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Isabela, Puerto Rico durante los años 2005-2006.**



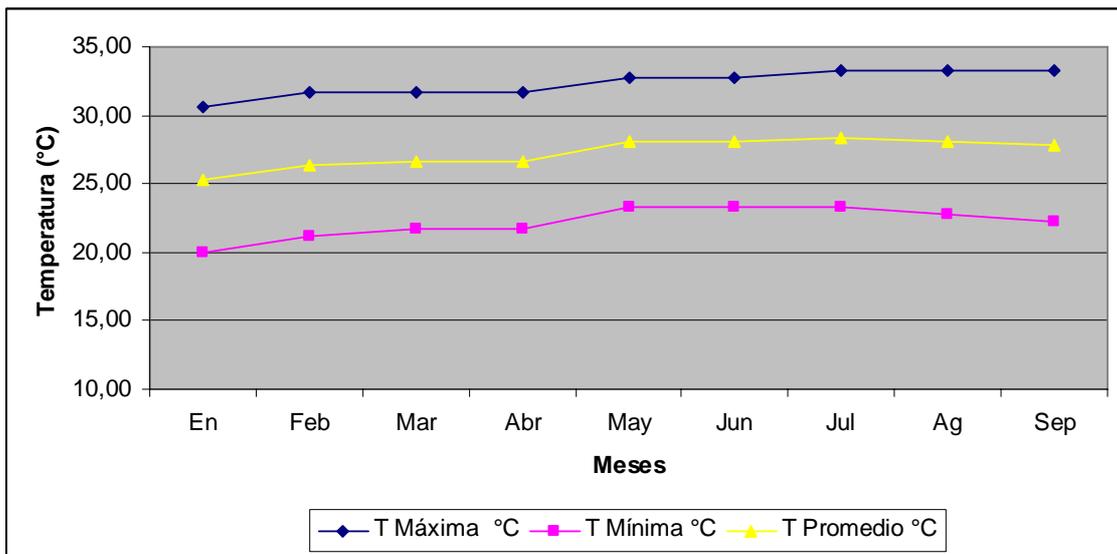
**Figura 5. Temperaturas (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**



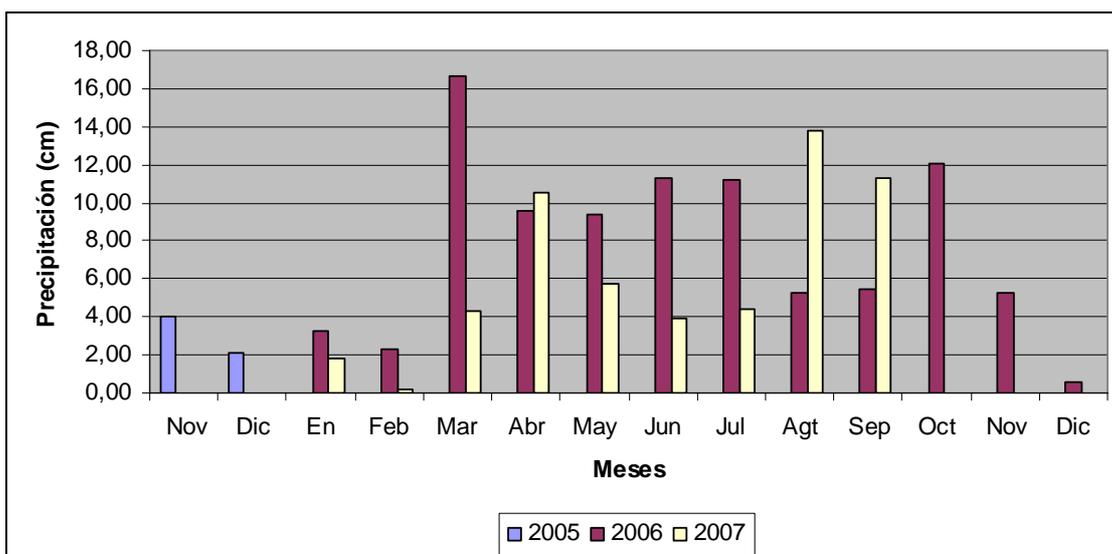
**Figura 6. Precipitación mensual en la localidad de Isabela, Puerto Rico durante los años 2005-2007.**



**Figura 7. Temperatura del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Juana Díaz, Puerto Rico durante los años 2005-2006.**



**Figura 8. Temperatura del aire (máxima, mínima y promedio) en la Estación Experimental Agrícola de Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.**



**Figura 9. Precipitación mensual en la localidad de Juana Díaz, Puerto Rico durante los años 2005-2007.**

Se utilizó un diseño de bloques completamente al azar (DBCA) con 4 repeticiones dispuestos en un arreglo de parcela dividida. Cada repetición estuvo formada de 5 hileras de plantas. En cada hilera se sembraron 70 semillas (7 semillas por cada 30 cm). La longitud de la hilera fue de 3.05 m. La distancia de separación entre hileras fue de 2.5 cm. Se sembró la línea 2053 A (Monsanto®) y se colocaron 2 líneas de borde de habichuela variedad ‘Morales’. La dimensión de la parcela experimental fue de 22 x 13 m. En la EEA Isabela las parcelas fueron de 31 x 13 m. Se determinó el número total de plantas por parcela, (15 días después de la siembra) tomando al azar una fila y contabilizando el número de plantas emergidas. Dicho valor fue multiplicado por 5 y se obtuvo la densidad de siembra por repetición. Se realizaron siembras 6 siembras en la localidades de Isabela y Juana Díaz y 5 siembras en la localidad de Adjuntas (Cuadro 1).

**CUADRO 1. Fechas de siembra de los lotes experimentales, Puerto Rico durante el 2005 a 2007.**

LOCALIZACIÓN	FECHAS DE SIEMBRA		
	Año 2005	Año 2006	Año 2007
<b>Adjuntas</b>		28-Febrero	1-Febrero
		26-Mayo	08-Junio
		3-October	
<b>Isabela</b>	22- Noviembre	17-Febrero	22-Enero
		2-Mayo	4-Abril
		10-October	
<b>Juana Díaz</b>	16-Noviembre	14- Febrero	11-Julio
	15-Diciembre	15- Diciembre	18-Septiembre

La preparación del lote consistió del paso de una rastra y luego el surcado de disco, previo la siembra. Los herbicidas utilizados para el control de malezas fueron Glifosato 12.5 cc/l y Fluazifop-P 0.02 onzas/l. El control de malezas se complementó con deshierbas manuales. La fertilización consistió de 250, 42 y 158 kg/ha de N, P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> y K<sub>2</sub>O, respectivamente aplicados a los 20 días después de la siembra. Se establecieron dos parcelas experimentales: con aplicación de insecticidas y sin aplicación de insecticidas. La finalidad de establecer un tratamiento con insecticida fue para mantener una parcela con area foliar libre de insectos para evaluación de las enfermedades. En la parcela con insecticida se realizó una aplicación de Endosulfan a los 15-20 días de la siembra. Una segunda aplicación de Esfenvalerato a los 35-40 días después de la siembra. En la Estación de Adjuntas se utilizó Azadirachtina, y en la Estación de Juana Díaz, Dimetoato (Cuadro 2).

**CUADRO 2. Agroquímicos utilizados en la parcela experimental con insecticida en las localidades de Adjuntas, Isabela y Juana Díaz, Puerto Rico durante los años 2006-2007.**

LOCALIDAD	FECHA DE APLICACIÓN dd/mm/aa	AGROQUIMICO UTILIZADO	DOSIS COMERCIAL	ESTADO FENOLÓGICO SOYA
ADJUNTAS	05/03/2007	Glifosato	12.5 cc/l	V3
	21/03/2007	Endosulfan	6.25cc/l	R3
	05/07/2007	Endosulfan	7.5 cc/ l	R1
	09/07/2007	Glifosato	12.5cc/l	R2
	20/07/2007	Azadirachtina	2.8 cc/l	R4
ISABELA	15/02/2007	Esfenvalerato	0.062 onzas /l	V3
	12/03/2007	Endosulfan	6.25cc/l	R4
	01/05/2007	Esfenvalerato	0.062 onzas/l	R1
		Fluazifop-P	0.02 onzas/l	
	18/05/2007	Methomyl	0.125 onzas/l	R5
JUANA DÍAZ	31/01/2007	Fluazifop-P	0.02 onz/l	R4
	03/08/2007	Endosulfan	3.125cc/l	V3
	17/08/2007	Dimetoato	3.75cc/l	R3
	24/10/2007	Endosulfan+B. turigensis.	3.75cc+1.25g/l	R3
	15/11/2007	Dimetoato	3.75cc/l	R5

### 3.2 MUESTREOS E IDENTIFICACIÓN DE ARTRÓPODOS

Después de 15 días de la siembra, se evaluó la dinámica poblacional de los insectos plaga y la incidencia de enfermedades en 7 monitoreos realizados semanalmente durante las etapas vegetativas (V1-V2-Vn) y reproductivas (R1,R2,R3,R4,R5 y R6) de la soya. Para los artrópodos del orden coleóptera, lepidóptera y hemíptera se utilizaron 3 técnicas de muestreo: visual, red y paño. Para el caso del orden Thysanoptera los

especímenes fueron colectados en forma directa en frascos de alcohol etílico al 70%. Los adultos de mosca blanca fueron evaluados mediante el uso de trampas amarillas.

### **3.2.1 Técnicas de Muestreo**

Se utilizaron 3 métodos de evaluación para artrópodos plaga: visual, uso de la red y uso de paño, en 2 siembras consecutivas (14 monitoreos). En el método visual se tomaron 5 plantas en forma aleatorizada en cada repetición (1 por hilera), y se contó el número de insectos o larvas (para el caso de los lepidópteros) presentes. Para el segundo método se utilizó una red de 12 pulgadas de diámetro, de donde se recolectaron insectos desde 5 plantas aleatorizadas con batida doble por cada repetición. En el método del paño se colocó en el suelo bajo la planta una tela de 50 x 30 cm, y cinco plantas se agitaron vigorosamente en una hilera preestablecida en forma aleatoria. El monitoreo de trípodos se llevó a cabo tomando al azar 20 plantas en todo el predio, de las cuales se colectaron 10 trifolios (tejido joven e intermedio) y 10 flores en frascos con alcohol etílico al 70%. Para mosca blanca se colocaron 4 trampas color amarillo (1 por bloque) de 12 x 7.5 cm (Olson products) con pegante, a una altura de 15 cm del suelo. Las trampas fueron renovadas en cada monitoreo, después del conteo del número de especímenes atrapados.

### **3.2.2 Identificación**

Todos los artrópodos identificados como exóticos fueron colectados y llevados al laboratorio de la Subestación Experimental Agrícola de Juana Díaz. Dependiendo del espécimen, se utilizaron frascos con alcohol etílico al 70%, en donde se depositaron los

insectos pequeños (trípodos) para su futuro montaje e identificación. Las plagas de mayor tamaño (coleópteros y hemípteros) fueron colectados en frascos grandes conteniendo alcohol etílico al 70% en la tapa con lo cual los insectos murieron por asfixia. Las larvas de lepidópteros o estados inmaduros se transportaron en frascos con suministro de alimento (hojas) para que completen su ciclo de vida y poder realizar la identificación en la fase de adulto. Los especímenes fueron identificados enviando información y fotografías digitales por medio del sistema “Digital Diagnostics Information Systems (DDIS) parte de la red de Diagnostico a Distancia del Southern Plant Diagnostic Network (SPDN), con excepción de *Spodoperta ornitogalli* que previamente fue identificado mediante la clave de lepidópteros utilizada en Guadalupe (Todd y Poole, 1980).

Los trípodos en alcohol etílico al 70% se colocaron en hidróxido de potasio al 5% (K OH) por 1 o 2 minutos dependiendo si los especímenes eran claros u oscuros respectivamente y luego fueron colocados en alcohol etílico al 95%. Los montajes fueron realizados en Canadá Balsam (resina de pino) y secados a una temperatura de  $\pm 30^{\circ}\text{C}$  (GE Precison Scientific model 805) por un periodo de 24 horas. La identificación se realizó por medio de claves taxonómicas (Moritz et al., 2004; Mound y Marullo, 1996).

### **3.3 Monitoreo de Enfermedades**

La incidencia de las enfermedades se evaluó mediante el conteo del número de plantas enfermas (síntomas asociados a enfermedades) por cada repetición. En cada evaluación se tomaron los datos fenológicos del cultivo. Las plantas con síntomas de enfermedades fueron analizadas en el laboratorio de la Estación Experimental Agrícola de Juana Díaz

mediante observación y descripción de síntomas, signos y se procedió a realizar aislamientos en medio de cultivo para identificar o confirmar el agente de la misma.

### **3.4 Procesamiento de las muestras**

Semanalmente se colectaron muestras de soya con síntomas asociados a enfermedades y se colocaron en bolsas plásticas con papel toalla. Las muestras se transportaron al laboratorio de la Clínica de Diagnóstico en la Subestación de Juana Díaz. Se describieron los síntomas observados utilizando un estereoscopio (Olympus) y se documentó la información a través de fotografías. Se realizaron cortes finos de tejido, para observar bajo el microscopio (Olympus) las estructuras de los microorganismos que permitan realizar una identificación preliminar. Las fotografías digitales se enviaron a un especialista a través del sistema de diagnóstico “Digital Diagnostic Information System” (DDIS)

#### **3.4.1 Hongos**

De cada muestra se realizaron 5 cortes del tejido de aproximadamente 0.5 cm, conteniendo tejido enfermo y tejido sano. Los cortes se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 0.05% por 3 minutos, seguido de dos lavados con agua destilada estéril. Estos se transfirieron al medio de cultivo de agar de papa y dextrosa (PDA, 39g/l Difco) acidulado al 10% de ácido láctico. Los platos petri (100x15 mm) se incubaron a una temperatura de 30° C. Después de 5 a 8 días se observó el desarrollo de los hongos los cuales se purificaron en PDA acidulado o en medios específicos según sea el caso: agar de papa y zanahoria (PCA) para *Alternaria* o agar agua (WA, 20g/l) para propiciar el

desarrollo de estructuras reproductivas. Los hongos fueron preservados en tubos de ensayo con medio PDA acidulado a una temperatura de -4° C. Se prepararon laminillas utilizando lactofenol para preservar las estructuras reproductivas tales como: conidias, conidióforos. Se tomaron medidas en µm de 20 esporas o estructuras para caracterizar morfológicamente mediante el uso de claves taxonómicas los organismos encontrados (Barnett y Hunter, 1998; Nelson et al., 1983; Belanger, et al., 2002; Singleton et al., 1992; Schaad et al., 2001; Cummins y Hiratsuka, 2003).

### **3.4.2 Extracción del ADN y amplificación de la región ITS**

#### **Identificación de roya de la soya (*Phakopsora* spp.)**

Mediante un microscopio estereoscópico (40-60X), se identificaron pústulas típicas de roya de la soya y con un tubo de eppendorf se colectó una sección de tejido vegetal. La extracción del DNA de la roya de se realizó utilizando el kit de extracción de DNA Plant PCR kit REExtract-N-Amp (Sigma®). Se añadió 100 µg de buffer de extracción (Sigma) y las muestras fueron agitadas brevemente en el vortex. Se incubaron los frascos con las muestras en baño maría por 10 minutos a una temperatura de 95°C. Se añadieron 100 µl de la solución de dilución y las muestras se congelaron a una temperatura de -20° C. La amplificación del DNA se realizó en un termociclador Perkin Elmer 480 bajo las siguientes ciclos: 2 min a 94°C 1X (desnaturalización inicial), 35 ciclos (desnaturalización, alineamiento y extensión) de 30 sec a 94°C, 30 sec a 65°C y 30 sec a 72°C; seguidos de 10 min a 72°C para una extensión final y 10 min a 4°C. Para la identificación de *P. pachyrhizi* se utilizaron los iniciadores 5'-TAA GAT CTT TGG GCA ATG GT-3' ("forward"), y 5'-GCA ACA CTC AAA ATC CAA CAA T-3'

("reverse"), y para la identificación de *P. meibomia*e se utilizaron los iniciadores 5'-GAA GTT TTT GGG CAA ATC AC-3' ("forward"), y 5'-GCA CTC AAA ATC CAA CAT GC-3'("reverse"). La mezcla para la reacción de PCR consistió de 12 µl del ADN, 20 µl de la solución de Master Mix (SIGMA), 8 µl de cada iniciador, tanto de *P. pachyrhizi* como y de *P. meibomia*e y 2 µl de agua molecular (Sigma) para completar un total de solución de 50 µl. Las muestras fueron corridas en una cámara de electroforesis a 300 Voltios, 50 Amperios por un período de 30 minutos, en un gel de agarosa al 1.5% previamente teñido con bromurio de ethidio (1.5 µl). Se visualizaron los productos de PCR con radiación UV y para la interpretación de los mismos se utilizó el programa Gel.Doc.

### **3.4.3 Prueba ELISA para *Phakopsora* spp.**

Se tomaron muestras de hojas y se colocaron en tubos de polipropileno de 1.5 ml. Se añadió 400 µl de buffer fosfato de extracción (Enviroligix 50ml/200ml) y se maceró el tejido. En la celda con el anticuerpo se colocó 100 µl de la muestra diluida. Se mezcló el contenido de las celdas y se cubrió con cinta parafilm para incubarlo por 1 hora a temperatura ambiente a 200 rpm en un plato agitador. Posteriormente a la incubación se procedió a lavar con buffer de lavado (Enviroligix fosfato salino pH = 4 con Tween 20/1). Se añadió 100 µl del conjugado enzimático en cada una de las celdas y después de una suave agitación se cubrió con parafilm para dejarlo reposar por una 1 hora a temperatura ambiente y a 200 rpm. Se realizaron 4 lavados y se colocó 100 µl de sustrato (Enviroligix ) en cada celda. Se incubaron las muestras por 20 minutos y se utilizó 100 µl de solución Stop (Enviroligix1 N ácido hidrocliclorídrico). Los resultados

fueron analizados cualitativamente, por cambio de tonalidad y se midió la absorbancia a 450 nm mediante un espectrofotómetro.

### **3.5 Bacterias**

En el caso de síntomas asociados a bacteriosis, se realizaron cortes de tejido con una proporción similar de tejido de sano y enfermo, los mismos que fueron desinfectados con hipoclorito de sodio al 10% por 3 minutos, se realizaron dos lavados con agua estéril y un enjuague final con agua destilada estéril por 20 minutos. La suspensión de tejido se transfirió a agar nutritivo (Difco 23g/l) y los platos petri (100 X 15 mm) se incubaron a una temperatura de 28° C durante 72 horas. Las bacterias fueron preservadas en tubos de ensayo con agua estéril a una temperatura de 3° C. Se realizó Tinción Gram, y prueba de oxidasa (Schaad et al., 2001). Además se observó el tamaño, forma y color de las colonias bacterianas.

**3.5.1 Tinción Gram.** Sobre un portaobjeto con una gota de agua estéril se colocaron colonias de bacterias de 48 horas de edad, y se dejó por 10 minutos a temperatura ambiente. Se flameó el portaobjeto por 3 veces hasta fijar las colonias bacterianas. Se colocó el reactivo cristal violeta (Difco), durante un minuto. Se eliminó el exceso del reactivo con agua corriente. Se colocó yodo (difco) por 1 minuto, y se realizó un segundo lavado. Se añadió decolorante por 30 segundos, y después de un lavado se colocó safranina (Difco) por 15 segundos. Las colonias adquirieron el color de la safranina (rosáceo) con lo cual, lo cual nos indica que son Gram negativas.

**3.5.2 Prueba Oxidasa.** Sobre una papel filtro de 90 mm (Whatman) se colocaron 2 gotas del reactivo oxidasa (Becton, Dickinson and Company). Las colonias de 48 horas

de edad, se añadieron al reactivo y a los 10 segundos se observó una coloración violeta, indicando un positivo a la reacción de oxidasa.

### **3.6 Virus del ennegrecimiento del tallo de la soya**

#### **3.6.1 Siembra de Hospederos**

Los hospederos utilizados para la caracterización del virus fueron plantas de habichuela de las variedades: ‘Verano’, ‘Rosada Mocana’, ‘Jalo EEP 558’ y ‘Morales’. La línea de soya utilizada fue la 2053A Monsanto. Otras plantas indicadoras fueron: tomate, calabaza y maní forrajero.

Las semillas se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 2.5 % por 3 minutos y dos enjuagues de agua estéril. Las semillas se germinaron en suelo estéril (PROMIX musgo, vermiculita y perlita) y las plántulas de una semana de edad fueron inoculadas con excepción de las plantas de tomate las cuales poseían 40 días de edad al momento de la inoculación.

#### **3.6.2 Transmisión mecánica**

El tejido proveniente de material infectado fue macerado utilizando buffer fosfato 0.02 M con un pH de 6.9., en una relación 1:5 (1g de muestra disuelta en 5 ml del buffer). Sobre el primer par de hojas verdaderas de las leguminosas (soya, habichuela), y sobre hojas y cotiledones del resto de hospederos (tomate, calabaza, y maní forrajero) se asperjó 320 mesh carborundum, y con un cotonete se procedió a expandir la suspensión viral. Los controles fueron inoculados con la solución buffer. Las plantas se colocaron

en forma aleatorizada en una cámara de crecimiento (Environmental chamber N° 846) y se incubaron a una temperatura de  $27^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ , con un fotoperíodo de 16:8 horas de luminosidad. Otras plantas fueron colocadas en el invernadero bajo un rango de temperatura de 23 a  $39^{\circ}\text{C}$  y una humedad relativa del 80%.

### **3.6.3 Injertos**

Se seleccionaron plantas de soya de la línea 2053A, con síntomas del virus del ennegrecimiento del tallo, en estado fenológico R2. Las plantas se transfirieron en tiestos de 15 cm de diámetro conteniendo sustrato estéril (PROMIX musgo, vermiculita y perlita) y fueron transportadas al invernadero de la Estación Experimental Agrícola de Río Piedras. Las plántulas de soya en estado vegetativo V2 y V3, fueron injertadas en el tejido enfermo, mediante un corte longitudinal de 1.5 a 2 cm de longitud realizados en los tallos de las plantas enfermas y sanas, y adheridos simultáneamente con cinta parafilm. Las plantas fueron mantenidas en el invernadero bajo las condiciones especificadas anteriormente.

### **3.6.4 Transmisión por vector**

Se colectó una población de 50 adultos de mosca blanca (*Bemisia* sp.), de *Ixora coccinea* Curtis (Rubiaceae) y las moscas fueron expuestas a una planta enferma de soya 2053 A (estado R5) dentro de una caja de 60 x 30 x 20 cm, por un período de 24 horas. Las plántulas sanas de soya en estado fenológico V2, fueron colocadas dentro de la caja, para dejar que las moscas infectadas se alimentaran del tejido. Las plántulas se

mantuvieron en el invernadero, bajo las mismas condiciones citadas anteriormente, hasta observar el desarrollo del ennegrecimiento del tallo.

### **3.6.5 Extracción de ARN e identificación molecular de *Carlavirus***

Se identificaron síntomas asociados a carlavirus (ennegrecimiento de venas y tizón foliar) y con un tubo de eppendorf se colectó una sección del tejido vegetal enfermo. La extracción del RNA de Carlavirus se realizó utilizando el kit de extracción de RNA Rneasy<sup>®</sup> Mini Handbook (Quiagen<sup>®</sup>). Se añadió 450 µl de buffer RLT, y las muestras fueron agitadas en el vortex (Biorad). Se incubaron las muestras en baño maría por 3 minutos a 56°C. Se tomó 2 ml de solución por muestra, y se centrifugó por 2 min a 10000 rpm (Bio-Rad Model 16K). El sobrenadante de la solución se transfirió a un nuevo tubo eppendorf. Se colocó 225 µl de etanol al 96% y se mezcló suavemente. De la nueva solución se añadió 650 µl a un nuevo tubo y se centrifugó por 15 segundos a 10000 rpm. Se añadió 700 µl de buffer RW1 y la mezcla se centrifugó bajo las condiciones citadas anteriormente. El sobrenadante se transfirió a un nuevo microtubo de 2 ml. Se colocó 500 µl de buffer RPE y la muestra fue centrifugada por 15 s a 10000 rpm. Se añadió 500 µl más de buffer RPE y se centrifugó por 2 min a 10000 rpm. Finalmente el sobrenadante se transfirió a un nuevo eppendorf de 1.5 ml. Se colocó 50 µl de agua libre y se centrifugó por 1 minuto a 10000 rpm. Las muestras de RNA se congelaron a una temperatura de -20° C. La prueba de la transcriptasa reversa (RT) se realizó en un termociclador Applied biosystems 2720 bajo las siguientes condiciones: 30 min a 42° C, 5 min a 99° C y 5 min a 5° C. La mezcla para la reacción de RT se realizó siguiendo el protocolo establecido por AGDIA S.A y consistió de 5 µl de solución de ARN, 5.25 µl de agua molecular, 2 µl de 10X PCR buffer II, 4 µl de Mg

Cl<sub>2</sub>, 2 µl de dNTP mix, 1 µl de Oligo d (T)<sub>16</sub>, 0.50 µl de Rnase inhibitor y 0.25 µl de M-MLV Reverse transcriptase. El volumen final por muestra fue de 20 µl. La amplificación de DNA se realizó bajo las condiciones: 10 minutos a 94° C; 35 ciclos de 1 min a 94° C, 4 min a 55° C, 2 minutos a 72° C seguidos de 10 minutos a 72° C. Para la identificación de Carlavirus se utilizaron los iniciadores secuenciados y patentados por la empresa AGDIA S.A. La mezcla para la reacción de PCR consistió de 2.50 µl cDNA, 11.625 µl de agua molecular, 2.5 µl de PCR buffer II, 1.25 µl de Mg Cl<sub>2</sub>, 2 µl de dNTP mix, 5 µl de la mezcla de iniciadores y 0.125 µl de DNA Polimerasa. El volumen final por muestra fue de 25 µl, y se utilizó el protocolo establecido para Carlavirus por AGDIA S.A. Las muestras fueron corridas en una cámara de electroforesis (Biorad model 1000/500) a 300 Voltios, 50 Amperios por un período de 60 minutos, en un gel de agarosa al 1% (Bioline) previamente teñido con bromurio de etidio (2 µl). Se visualizaron los productos de PCR, utilizando una cámara con radiación UV (Spectrocine, Ultraviolet Transilluminator)

### **3.7 ANÁLISIS DE DATOS**

Los datos tomados sobre artrópodos fueron analizados estadísticamente por medio del programa SAS versión 9.2 (Statistical Analysis System) como un diseño de bloques completamente aleatorizados dispuestos en un arreglo de parcela dividida. En la parcela completa se colocaron los tratamientos (insecticida y no insecticida), y en la subparcela se evaluaron las técnicas de muestreo. Para el caso de la dinámica poblacional de mosca blanca en la subparcela se colocó el efecto de la semana de evaluación. Los datos fueron analizados con una distribución binomial negativa y se realizaron contrastes con un nivel de significancia de 0.05.

## 4. RESULTADOS

### 4.1 IDENTIFICACIÓN DE ARTROPODOS PLAGA

En el presente estudio se observaron a los siguientes órdenes de artrópodos plaga de soya, en las tres localidades evaluadas: Coleóptera, Thysanoptera, Lepidóptera y Hemíptera, de donde se identificaron 14 géneros con 17 especies diferentes en cada una de las etapas fenológicas del cultivo (Cuadro 3).

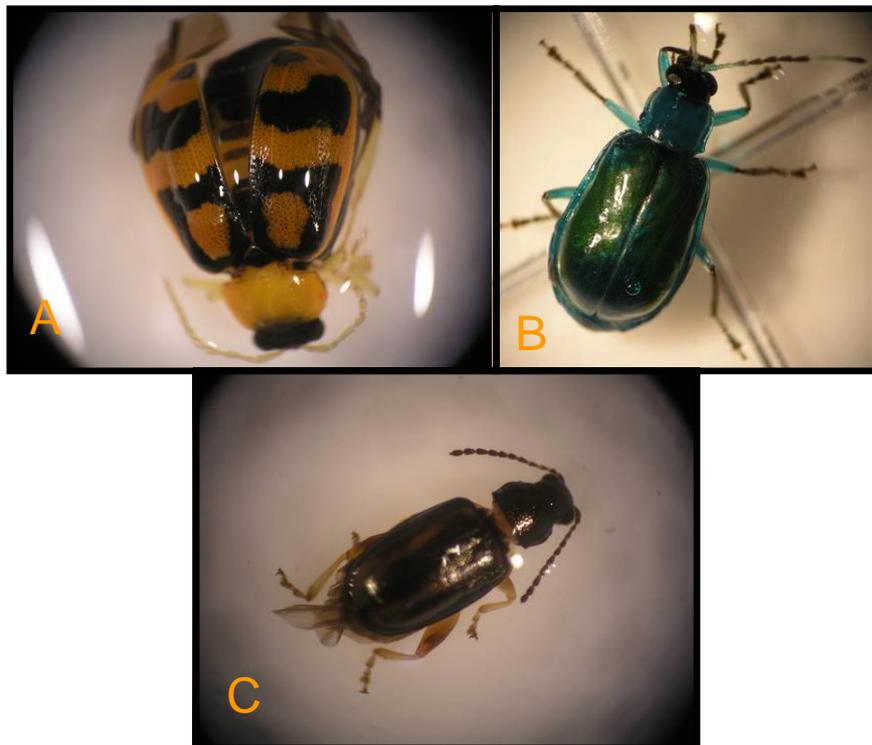
**Cuadro 3. Artrópodos plaga identificados en el cultivo de soya (*Glycine max* L.) en Puerto Rico durante los años 2006 a 2007**

ORDEN	ESPECIES
<b>Coleóptera</b>	<i>Cerotoma ruficornis</i>
	<i>Diabrotica graminea</i>
	<i>Systema basalis</i>
<b>Lepidóptera</b>	<i>Omiodes indicata</i>
	<i>Spodoptera ornitogalli</i>
	<i>Urbanus proteus</i>
<b>Thysanoptera</b>	<i>Caliothrips phaseoli</i>
	<i>Frankliniella cefálica</i>
	<i>Frankliniella gossypiana</i>
	<i>Frankliniella insularis</i>
	<i>Frankliniella schultzei</i>
	<i>Neohydatothrips inversus</i>
	<i>Rhamphothrips</i> sp
	<i>Scirtothrips dorsalis</i>
<b>Hemíptera</b>	<i>Thrips palmi</i>
	<i>Bemisia</i> sp.
	<i>Nezara viridula</i>

#### 4.1.1 ORDEN COLEÓPTERA

Los crisomélidos identificados en el cultivo de soya, durante los estados vegetativos y reproductivos fueron los siguientes: *Cerotoma ruficornis* (Olivier), *Diabrotica*

*graminea* Baly y *Systema basalis* Jacqueline Duval. *Cerotoma ruficornis*, conocido como el escarabajo perforador de la hoja de habichuela es un espécimen de coloración naranja con manchas circulares de color negruzco (Figura 10A). *Diabrotica graminea*, conocido como el escarabajo perforador verdoso es un crismélido con un cuerpo de una coloración azul verdosa brillante (Figura 10B). *Systema basalis*, conocido como el escarabajo perforador americano es un espécimen de menor tamaño en comparación a las dos especies citadas anteriormente con coloración corporal negra. Los machos poseen dos líneas de color café claras en la parte posterior del abdomen (Figura 10C). En la localidad de Adjuntas se identificaron a *C. ruficornis*, *D. graminea* y *S. basalis*. Mientras en Isabela se observó únicamente a *C. ruficornis*. En Juana Díaz se encontró a *C. ruficornis* y *D. graminea*.



**Figura 10.** (A) Adulto de *Cerotoma ruficornis* (10 x), (B) Adulto de *Diabrotica graminea* (10X) y (C) Adulto de *Systema basalis* (10X).

#### 4.1.2 ORDEN THYSANOPTERA

La identificación taxonómica de los Thysanopteros de la familia Terebrantia colectados de hojas y flores de soya corresponde a los siguientes especies: *Frankliniella cefálica* Crawford, *F. schultzei* Trybom, *F. gossypiana* Hood, *F. insularis* (Franklin), *Caliothrips phaseoli* Hood, *Neohydatothrips inversus* Hood, *Rhamphothrips* sp., *Scirtothrips dorsalis* Hood y *Thrips palmi* Karny.

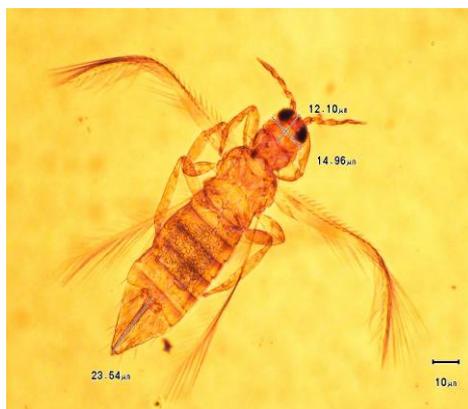
**4.1.2.1 *Frankliniella cefálica* Crawford.** Los adultos son de color amarillo y tienen ocho segmentos antenales. Pedicelo del segmento antenal III, con un anillo cóncavo y collar distintivo. Setas oclares III fuera del triángulo oclar. Pronoto con setas anteromarginales más cortas que las anteroangulares. Un par de setas menores ubicadas entre las setas anteromarginales. Sensilas campiniformes presentes. Terguito VIII con peine lateral poco desarrollado (Figura 11).



**Figura 11. Hembra adulta de *Frankliniella cefalica* (4X).**

**4.1.2.2 *Frankliniella schultzei* Trybom.** Los adultos son de color marrón aunque se observaron especímenes más claros. Antena con ocho segmentos. Setas oclares III ubicadas entre los ocelos posteriores. Setas post ocular I presentes. Pronoto con cinco

pares setas, de las cuales el par de setas posteroangulares son más largas. Ausencia de sensilas campiniformes. Tergito VIII con un peine poco desarrollado (Figura 12).



**Figura 12. Hembra adulta de *Frankliniella schultzei* (4X).**

**4.1.2.3 *Frankliniella gossypiana* Hood.**- Los adultos son de color amarillo. Segmento antenal VIII de 12  $\mu\text{m}$  de largo X 4  $\mu\text{m}$  de ancho. Pedicelo del segmento antenal III simple. Setas ocelares III dentro del triángulo ocelar. Seta postocular IV grande. Pronoto de 162.5  $\mu\text{m}$  de largo. Setas anteromarginales de 50  $\mu\text{m}$  de largo. Terguito VIII con un peine completo y alargado. Seta B1 y B2 (Terguito IX) de 80 y 95  $\mu\text{m}$  de largo, respectivamente (Figura 13).



**Figura 13. Hembra adulta de *Frankliniella gossypiana* (4X).**

**4.1.2.4 *Frankliniella insularis* (Franklin).** Los adultos son de color café oscuro con ocho segmentos antenales. Cabeza más ancha que larga, con setas ocelares III en la

parte anterior del triángulo ocelar. Setas postoculares I presentes. Pronoto con cinco pares de setas, en donde las anteromarginales fueron más cortas que las posteromarginales. Metanoto con dos pares de setas medias en el margen anterior. Sensilas campiniformes presentes. Terguito VIII con un peine moderadamente largo con bases triangulares (Figura 14).



**Figura 14. Hembra adulta de *Frankliniella insularis* (4X).**

**4.1.2.5 *Caliothrips phaseoli* Hood.-** Los adultos son de color café oscuro con ocho segmentos antenales. Cabeza y pronoto reticulado con márgenes internos. Pronoto sin largas setas. Alas con tres manchas de color café distribuidas en la parte inicial, media y final. Setas costales bien desarrolladas. Ausencia de sensilas campiniformes (Figura 15).



**Figura 15. Hembra adulta de *Caliothrips phaseoli* (4X).**

**4.1.2.6 *Neohydatothrips inversus* Hood.** Los adultos son de color amarillo. Segmento antenal III y IV con un cuello apical desarrollado. Setas ocelares III fuera del triángulo ocelar. Alas con sombreamientos y sin setas en la vena secundaria, mientras que la vena primaria tuvo una hilera completa de setas. Las setas medias y laterales del metanoto salen en el margen anterior. Terguitos del II al VI sin peines marginales medios. En los machos se observó una glándula oval en los esternitos VI-VII (Figura 16).



**Figura 16. Hembra adulta de *Neohydatothrips inversus* (4X).**

**4.1.2.7 *Rhamphothrips* sp.** Los adultos son de color amarillo, con ocho segmentos antenales. En la cabeza se observaron tres pares visibles de setas ocelares. El cono del aparato bucal se extendió hasta el prototax. Pronoto de igual proporción en largo y ancho. En las alas tanto la venación primaria como secundaria fueron incompletas. Terguitos y esternitos con un craspedum marcado. En el área media del esternito VII las setas discales estuvieron juntas (Figura 17).



**Figura 17. Hembra adulta de *Rhamphothrips* sp. (4X).**

**4.1.2.8 *Scirtothrips dorsalis* Hood.** Los adultos son de color amarillo, con áreas café oscuras en los terguitos y esternitos. Antena con ocho segmentos. Setas oclares III en la parte media entre los ocelos posteriores. Pronoto con cuatro pares de setas posteromarginales. Mesonoto con un par de setas en la parte media. Metanoto con setas medias detrás del margen anterior. Sensilas campiniformes ausentes. En el ala, en la venación primaria se observó tres setas distales de la parte media, mientras que en la venación secundaria se encontraron dos setas, muy separadas la una de la otra. Los tercios laterales de los terguitos II y VIII, cubiertos por filas de microtrichios finos. Terguito VIII con un peine completo y alargado (Figura 18).



**Figura 18. Hembra adulta de *Scirtothrips dorsalis* (4X).**

**4.1.2.9 *Thrips palmi* Karny.** Los adultos son de color amarillo con siete segmentos antenales. La seta ocelare III se ubicó fuera del triangulo ocelar. Pronoto con dos pares de setas posteroangulares largas. En el primer par de alas, la venación primaria fue incompleta, teniendo de dos a tres setas desde la parte media hasta el final. La venación secundaria fue completa, formada por 15 setas venales. Terguito VIII, con un peine largo y completo. Ausencia de setas discales en el esternito VIII (Figura 19).



**Figura 19. Hembra adulta de *Thrips palmi* (4X).**

Las especies de trípidos identificados en la localidad de Adjuntas fueron: *T. palmi*, *F. schultzei*, *F. cefálica*, *N. inversus* y *Rhamphothrips* sp. En Isabela se observó la presencia de *T. palmi*, *F. schultzei*, *Frankliniella* sp. y *S. dorsalis*. En Juana Díaz los trípidos colectados fueron: *F. schultzei*, *F. insularis*, *C. phaseoli*, *Rhamptothrips* sp. y *T. palmi*.

### 4.1.3 ORDEN LEPIDOPTERA

En el orden lepidóptera se identificaron las siguientes especies: *Omiodes indicata* (Fabricius), *Spodoptera ornitogalli* (Guenée), *Urbanus proteus* L. El gusano pega hoja, *Omiodes indicata*, cuyas larvas son de color amarillo claro, y la cabeza de una coloración rosácea (Figura 20A). El gusano de franjas, *Spodoptera ornitogalli*, las larvas son de color negro con dos franjas longitudinales de color café claro con manchas blancas (Figura 20 B). El enrollador de hojas, *Urbanus proteus*, posee las larvas de color café claro, con tres franjas longitudinales siendo las laterales de color amarillo y la central de color negro. A diferencia de las otras especies, su cabeza es de color rojo (20C).

En la localidad de Adjuntas se identificaron a *O. indicata* y *S. ornithogalli*. En Isabela se colectaron especies de *O. indicata* *S. ornithogalli* y *U. proteus*. En Juana Díaz se observó la presencia de *Omiodes indicata*, *Spodoptera ornitogalli* y *Spodoptera* sp.



**Figura 20.** (A) Larva de *Omiodes indicata* (10X), (B) Larva de *Spodoptera ornitogalli* (10X) y (C) Larva de *Urbanus proteus* (10X).

#### 4.1.4 ORDEN HEMÍPTERA

Las especies identificadas en las tres localidades fueron: la mosca blanca *Bemisia* sp., y la chinche de la soya *Nezara viridula* (L), pertenecientes al orden Hemíptera. Las especies adultas de chinches fueron de una coloración verde clara (Figura 21).



**Figura 21. Espécimen adulto de *Nezara viridula* (10X).**

#### 4.2 TÉCNICAS DE MUESTREO

Al comparar las tres técnicas de muestreo evaluadas, durante los años 2006-2007, se determinó que el método visual fue superior en comparación con la red entomológica y el paño en el suelo en las localidades de Adjuntas e Isabela ya que se obtuvo el mayor número de coleópteros. En Adjuntas, el método visual comparado con el paño presentó diferencias significativas para la especie de *S. basalis* en la parcela sin insecticida. Sin embargo, no se observó diferencias significativas entre la red y el método visual. En el tratamiento con insecticida no existieron diferencias entre las técnicas de muestreo. El mayor número de crisomélidos colectados fue de dos especímenes, por cada cinco plantas en la parcela sin aplicación de insecticida (Figura 22). Para *C. ruficornis*, no se observaron diferencias significativas entre las parcelas tratadas con insecticida vs. las

parcelas sin insecticida. Sin embargo, entre las técnicas de muestreo, el método visual fue significativamente diferente en comparación a las otras técnicas en ambos tratamientos. El mayor número de escarabajos colectados fue de aproximadamente dos especímenes por cada cinco plantas, en el tratamiento sin insecticida (Figura 23). Otros artrópodos identificados con la técnica visual fueron: *Spodoptera ornitogalli* y *Spodoptera* sp.

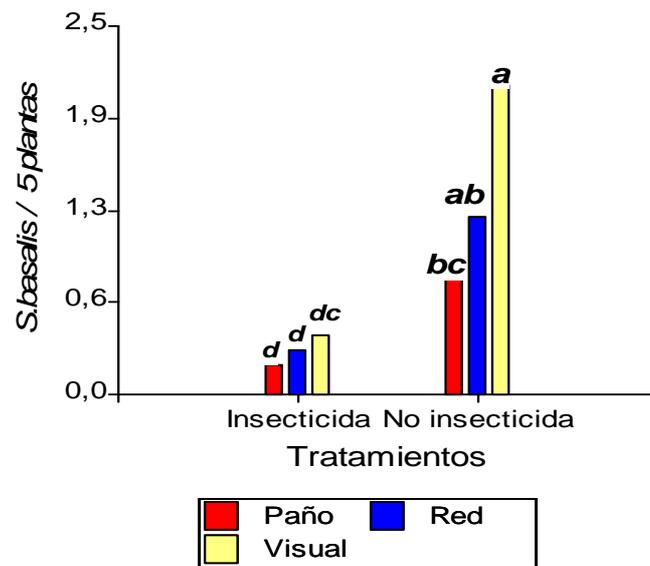


Figura 22. Número total de *Systema basalis* Jacqueline Duval utilizando tres diferentes técnicas de muestreo en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.

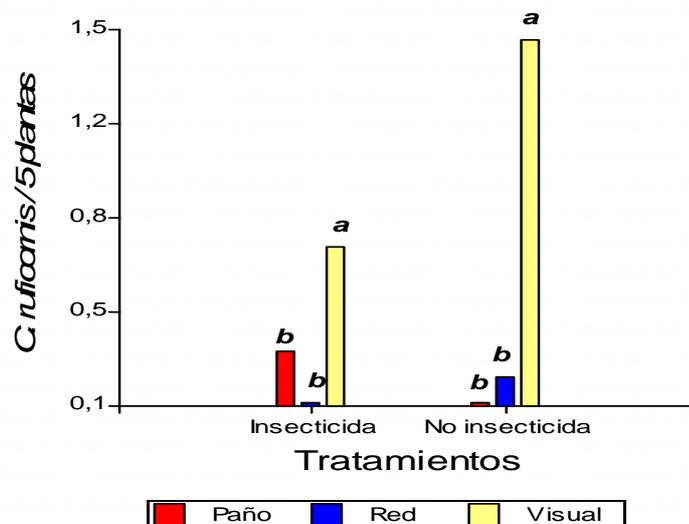
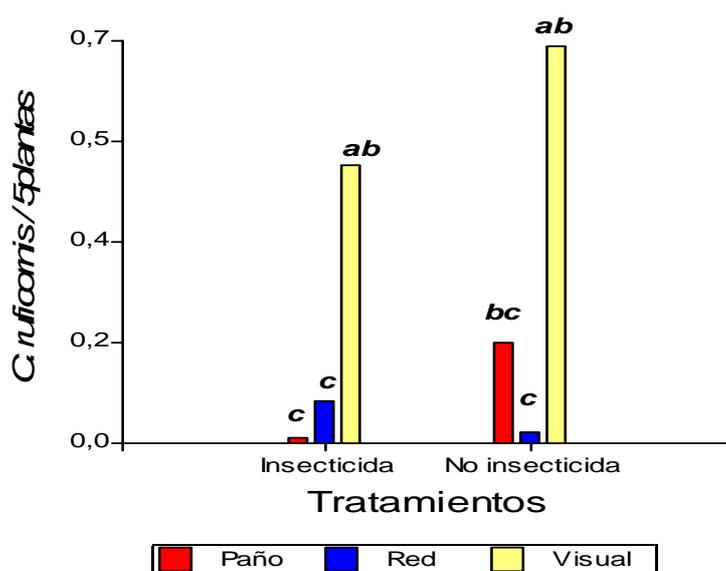


Figura 23. Número total de *Cerotoma ruficornis* (Olivier) utilizando tres diferentes técnicas de muestreo en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.

En la localidad de Isabela, no se observaron diferencias significativas entre la parcelas con aplicación de insecticida y sin tratamiento de insecticida. Sin embargo dentro de las técnicas de muestreo, el método visual fue significativamente diferente a la red en la parcela sin insecticida. Entre el paño y el método visual no se observaron diferencias significativas. En la parcela con insecticida el método visual presentó diferencias significativas comparado a los otros métodos de muestreo. El crisomélido identificado fue el escarabajo de la hoja de la habichuela, *Cerotoma ruficornis* en un número máximo de un insecto por cada cinco plantas (Figura 24). Otros artrópodos identificados mediante la técnica visual fueron las larvas de los lepidópteros *Omiodes indicata*, *Spodoptera ornithogalli* y *Urbanus proteus* (L), así como los adultos del hemíptero *Nezara viridula* (L).

En la localidad de Juana Díaz, todas las especies de coleópteros, lepidópteros y hemípteros fueron identificados mediante la técnica visual. Las densidades poblacionales de los coleópteros *C. ruficornis* y *D. graminea* fueron sumamente bajas y no permitieron realizar un análisis estadístico adecuado.

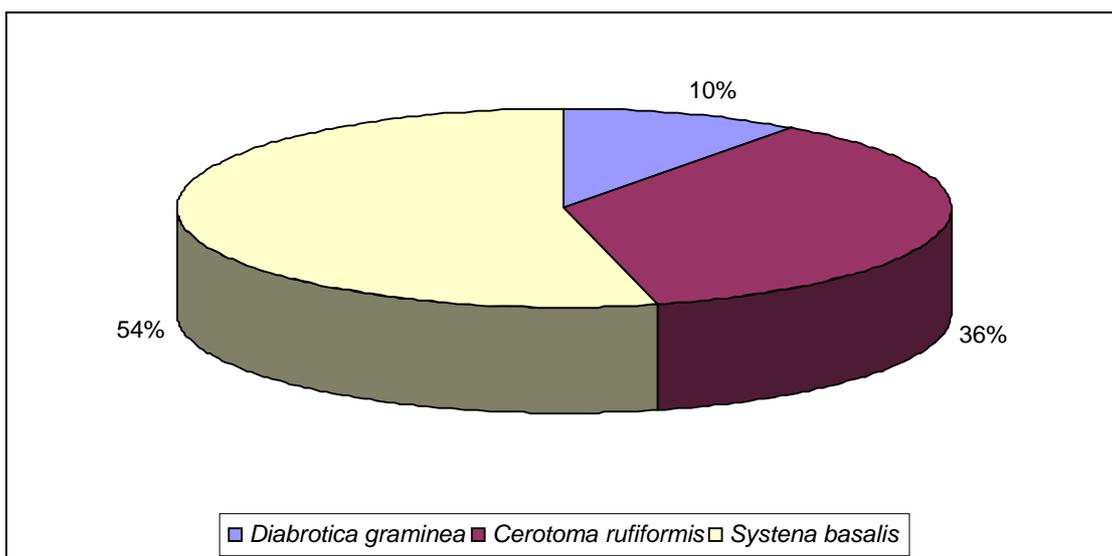


**Figura 24.** Número total de *Cerotoma ruficornis* (Olivier) utilizando tres diferentes técnicas de muestreo en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.

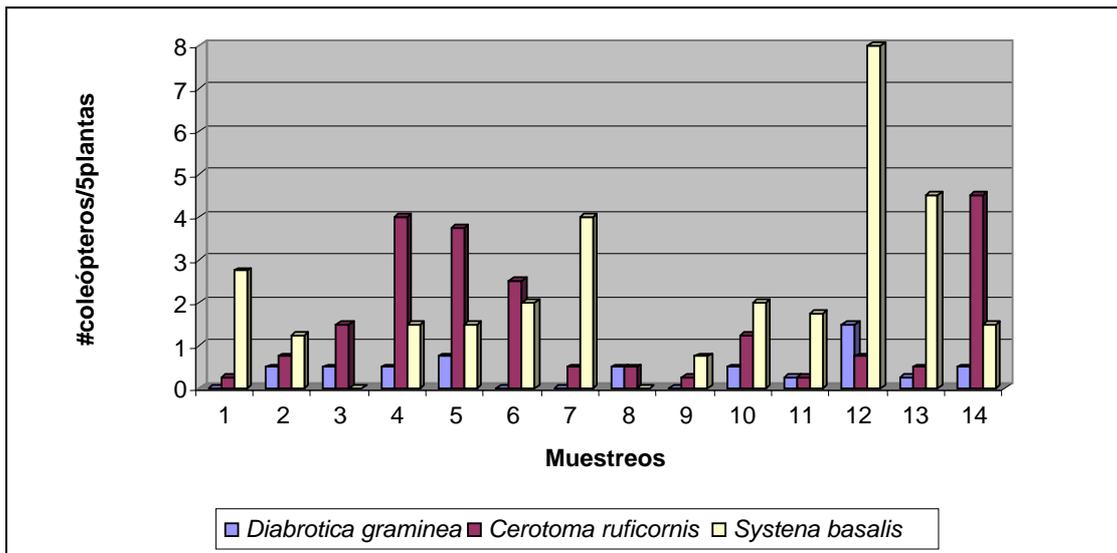
### 4.3 DINÁMICA POBLACIONAL

#### 4.3.1 ORDEN COLEÓPTERA Y LEPIDÓPTERA

La dinámica poblacional de los coleópteros, en la localidad de Adjuntas, muestra a *Systema basalis*, como la especie más abundante durante los dos ciclos de evaluación, con un 54% de la población total, comparado con *C. ruficornis* y *D. graminea*, cuyos porcentajes fueron de 36 y 10%, respectivamente (Figura 25). El escarabajo de la hoja de la habichuela, *C. ruficornis*, fue más abundante en los muestreos 4, 5, 6 y 14 correspondiente a los meses de Marzo y Agosto del 2007, con densidades poblacionales de hasta cuatro insectos por cada cinco plantas. El escarabajo americano, *Systema basalis*, se presentó mayormente en los muestreos 12 y 13, con poblaciones de ocho y cuatro crisomélidos por cada cinco plantas, respectivamente, que corresponden al mes de Julio del mismo año. El escarabajo perforador verdoso, *D. graminea* fue observado durante todas las evaluaciones en densidades bajas hasta un insecto por cada cinco plantas (Figura 26).

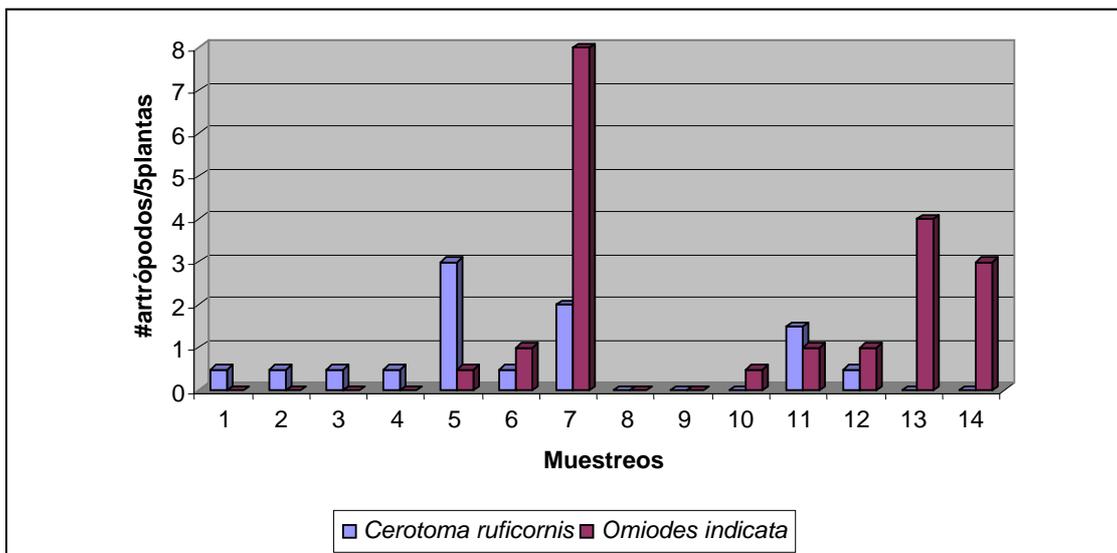


**Figura 25. Porcentaje de Coleópteros colectados en plantas de soya en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.**



**Figura 26. Dinámica poblacional de artrópodos en dos ciclos de soja en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.**

En la localidad de Isabela se observa que los artrópodos encontrados con más frecuencia fueron *C. ruficornis* durante el mes de noviembre del 2006 con una densidad de cuatro coleópteros en cinco plantas y *O. indicata*, en los meses de diciembre del 2006 y marzo del 2007, con una densidad de ocho y cuatro larvas por cada cinco plantas, respectivamente (Figura 27).

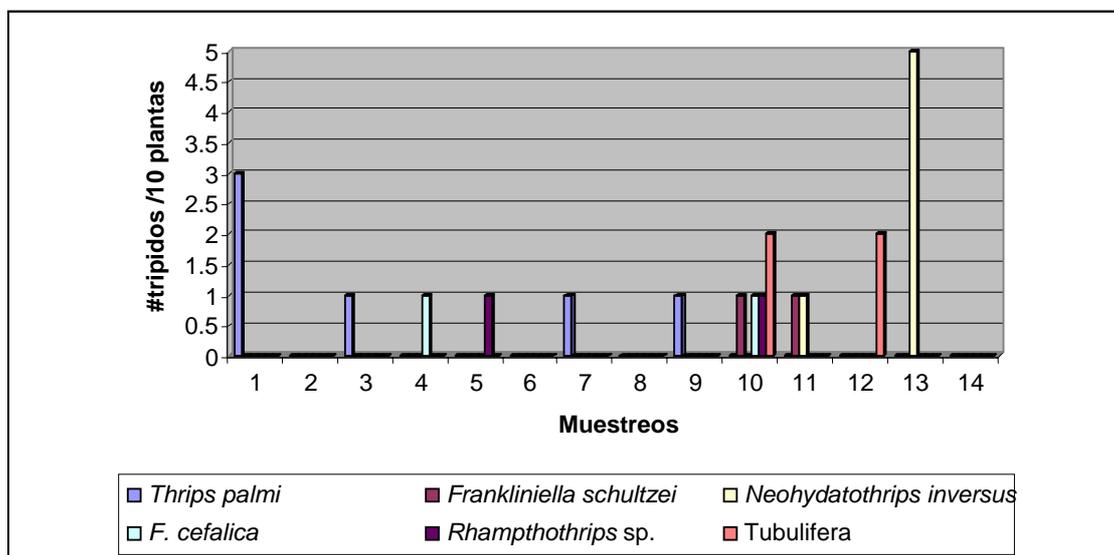


**Figura 27. Dinámica poblacional de artrópodos, en dos ciclos de soja en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**

En Juana Díaz, la abundancia de los artrópodos fue mínima durante los ciclos de evaluación. Sin embargo, en el mes de Octubre del 2007, se observó un daño severo en hojas de soya, causados por especies de *Spodoptera*. Las larvas de este lepidóptero se alimentaban de las hojas, reduciendo en un 50 a un 100% el área foliar. Los mayores daños fueron observados en los estados fenológicos V3-R1 del cultivo de soya.

#### 4.3.2 ORDEN THYSANOPTERA

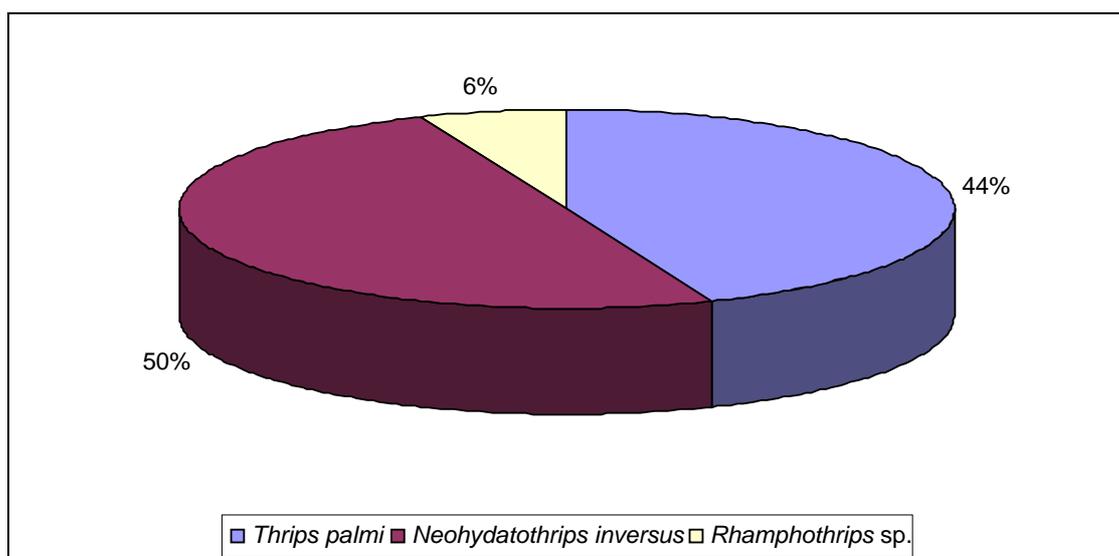
En la localidad de Adjuntas, las especies encontradas fueron: *T. palmi*, *F. schultzei*, *F. cefalica*, *N. inversus*, *Rhamphothrips* sp. y especies del suborden Tubulifera, mayormente en la parcela sin aplicación de insecticida. En la parcela con aplicación de insecticida, la incidencia poblacional fue casi nula identificándose únicamente tres hembras de las especies: *T. palmi*, *N. inversus* y especies del suborden Tubulifera (Figura 28).



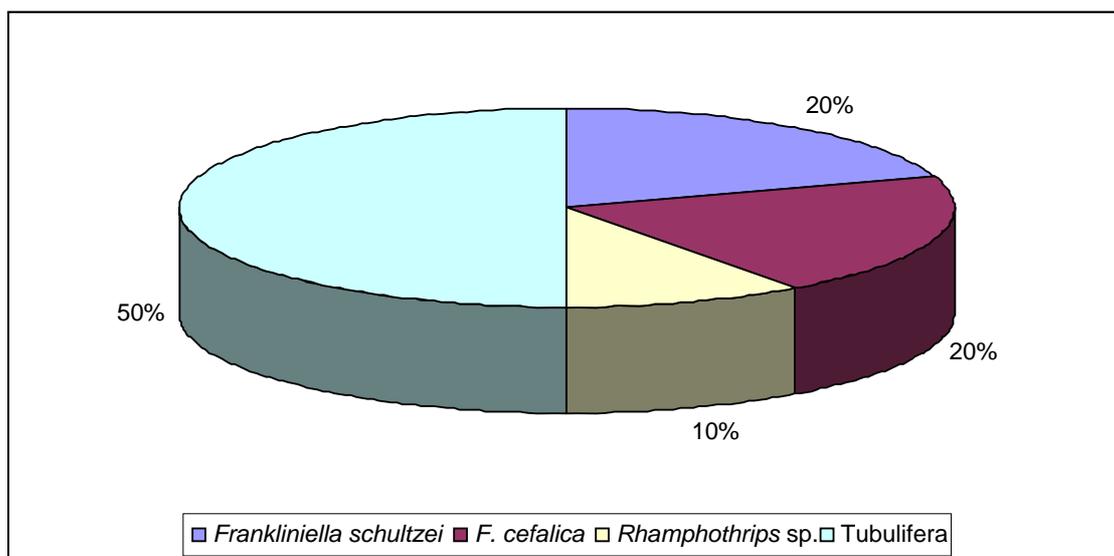
**Figura 28. Especies de trípidos colectados en la parcela sin aplicación de insecticida en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.**

*Neohydatothrips inversus* se observó en las evaluaciones 12 y 13 (julio 2007) con poblaciones de hasta cinco trípodos por cada diez plantas. *Thrips palmi* se observó durante los muestreos uno, tres, siete y nueve que se encuentran dentro de los meses de febrero, marzo y junio, en poblaciones bajas de hasta tres trípodos por cada diez plantas. *Frankliniella cefalica* fue observado en los muestreos 4 y 10 que corresponde a los meses de marzo y julio, respectivamente; mientras que *F. schultzei* se identificó en las evaluaciones 10 y 11 dentro del mes de julio. Las densidades poblacionales de las especies de *Frankliniella* fueron sumamente bajas, de un insecto por cada diez plantas. *Rhamphothrips* sp. fue observado en los muestreos 5 y 10 que se encuentran dentro de los meses de marzo y julio 2007, respectivamente. Los trípodos del suborden Tubulifera fueron observados en el mes de julio durante las evaluaciones 10 y 12, con una densidad poblacional de dos trípodos por cada diez plantas (Figura 28).

La totalidad de la especies de *T. palmi* (44%) y *N. inversus* (50%) fueron encontradas en hojas (Figura 29), mientras que *F. schultzei* (20%), *F. cefalica* (20%) y especies del suborden Tubulifera (50%) fueron hallados en flores (Figura 30). *Rhamphothrips* sp. se encontró en hojas (6%) y flores en un 10% (Figura 29 y 30).



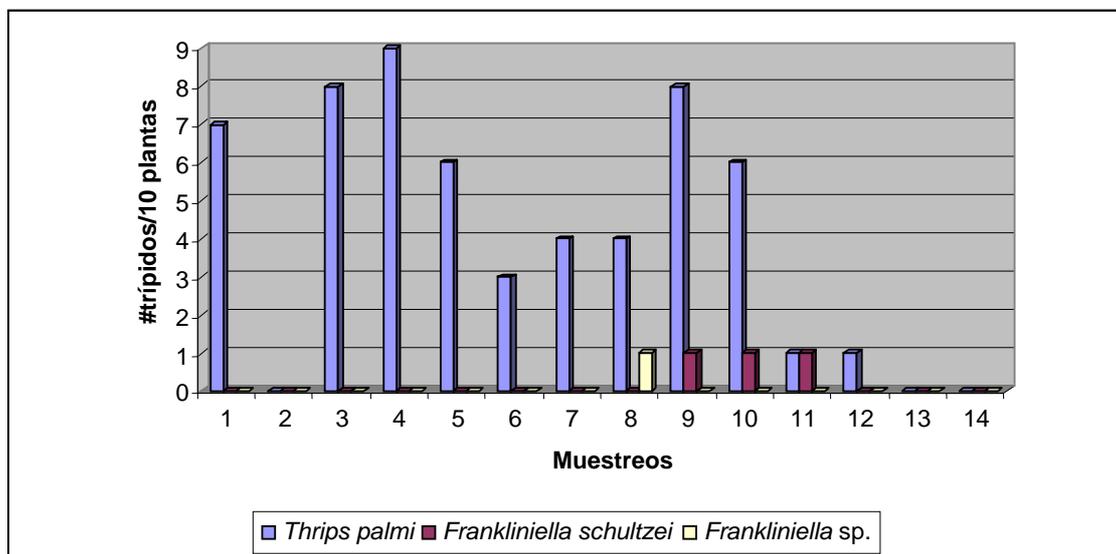
**Figura 29. Porcentaje de especies de trípodos colectados en hojas de soja en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007**



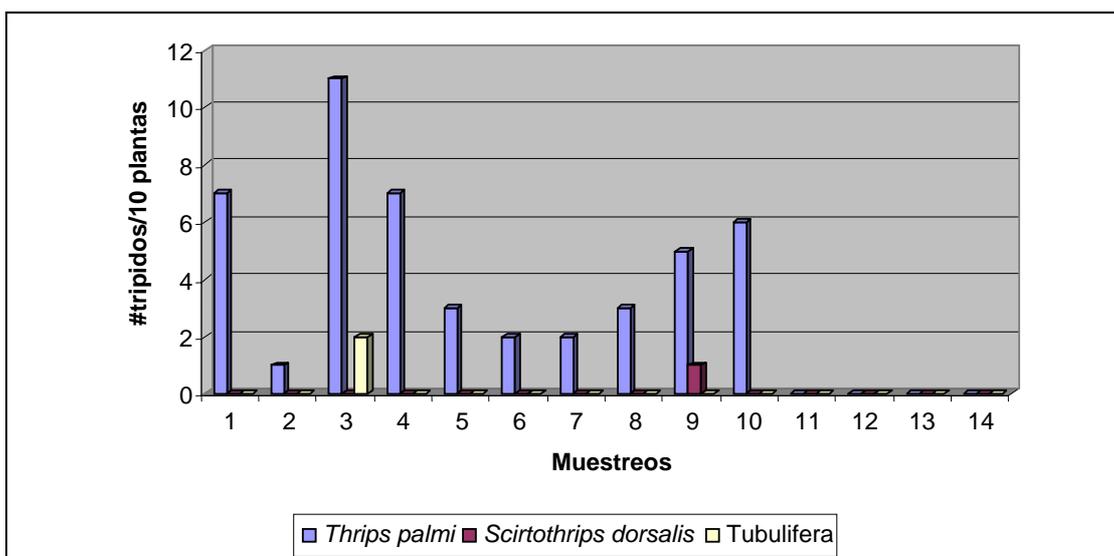
**Figura 30. Porcentaje de especies de trípidos colectados en flores de soja en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007**

Las especies de trípidos encontrados en Isabela fueron: *T. palmi*, *F. schultzei*, *Frankliniella sp.*, *S. dorsalis* y especies del suborden Tubulífera. En la localidad de Isabela, *T. palmi* fue la especie predominante en las dos parcelas experimentales (insecticida/ no insecticida). Se observó una población inicial de siete trípidos por cada diez plantas (semana 1). La misma desapareció abruptamente en la semana dos. En la parcela tratada con insecticida durante los muestreos 3, 4, 9 y 10, se observó un incremento de la población de las especies colectadas en las flores (época de floración) alcanzando valores máximos de hasta un trípido por planta (Figura 31). Para la parcela sin aplicación de insecticida, el incremento de los artrópodos en época de floración fue más notoria en los muestreos 3 y 10 con valores de once y seis trípidos por planta, respectivamente (Figura 32). En los muestreos 5, 6 y 7 en la parcela tratada con insecticida, se observaron hasta cuatro trípidos por planta en marzo de 2007, a diferencia de la parcela sin aplicación de insecticida en donde la población fue de dos trípidos por cada 10 plantas. Durante los muestreos 11 al 14, la población de trípidos

disminuyó drásticamente (18 mayo al 5 de junio del 2007), con valores entre 0 y un trípido por cada 10 plantas para la parcela tratada con insecticida y sin aplicación insecticida, respectivamente. En la parcela tratada con insecticida, se identificó a *F. schultzei* durante los muestreos del 9 al 11 (mayo 2007). En la parcela sin aplicación de insecticida, se identificó a *S. dorsalis* en el muestreo 9 (mayo 2007) y especies del suborden Tubulifera en el muestreo 3 (febrero 2007). *Thrips palmi* se encontró en hojas y flores, mientras que *F. schultzei* y Tubulifera se identificaron en flores (Cuadro 3). Las únicas especies hembra de *S. dorsalis* y *Frankliniella* spp. estuvieron presentes en el follaje.

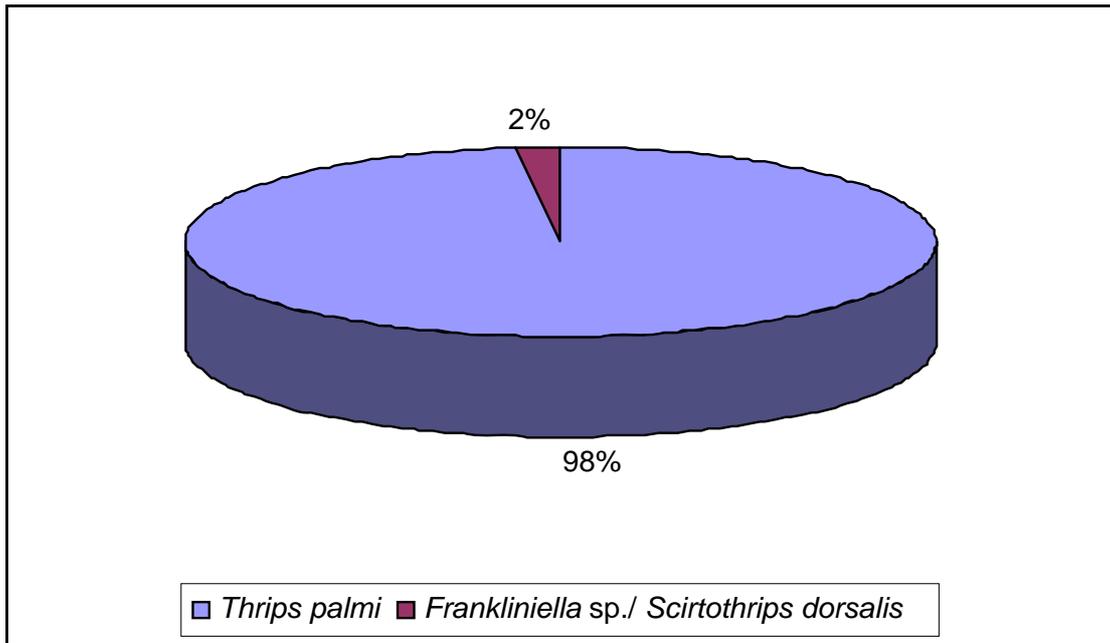


**Figura 31. Especies de trípidos colectados en la parcela de soya tratada con insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**

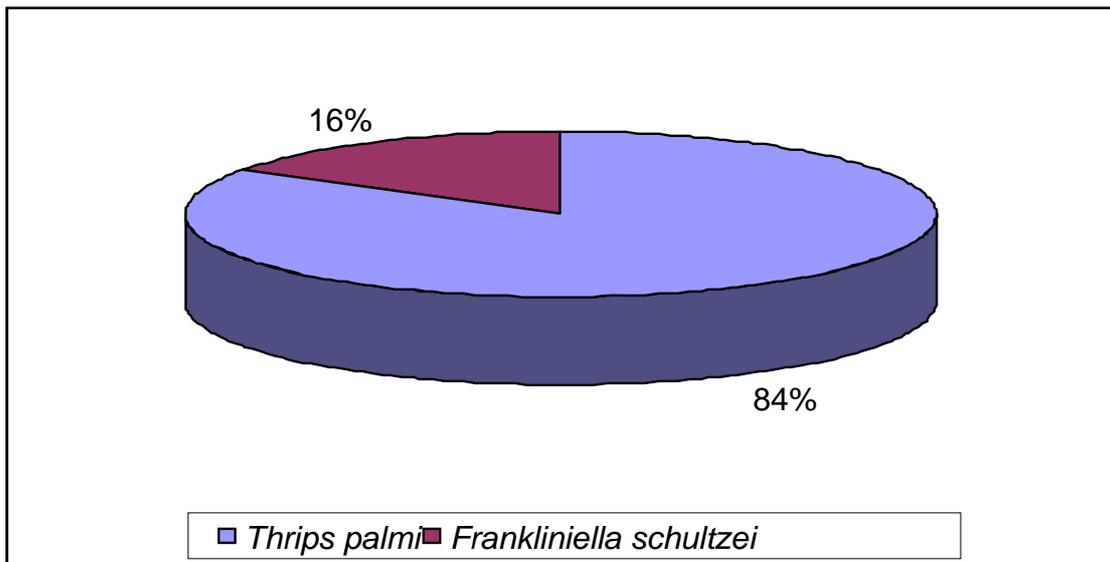


**Figura 32. Especies de trípodos colectados en la en la parcela sin aplicación de insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**

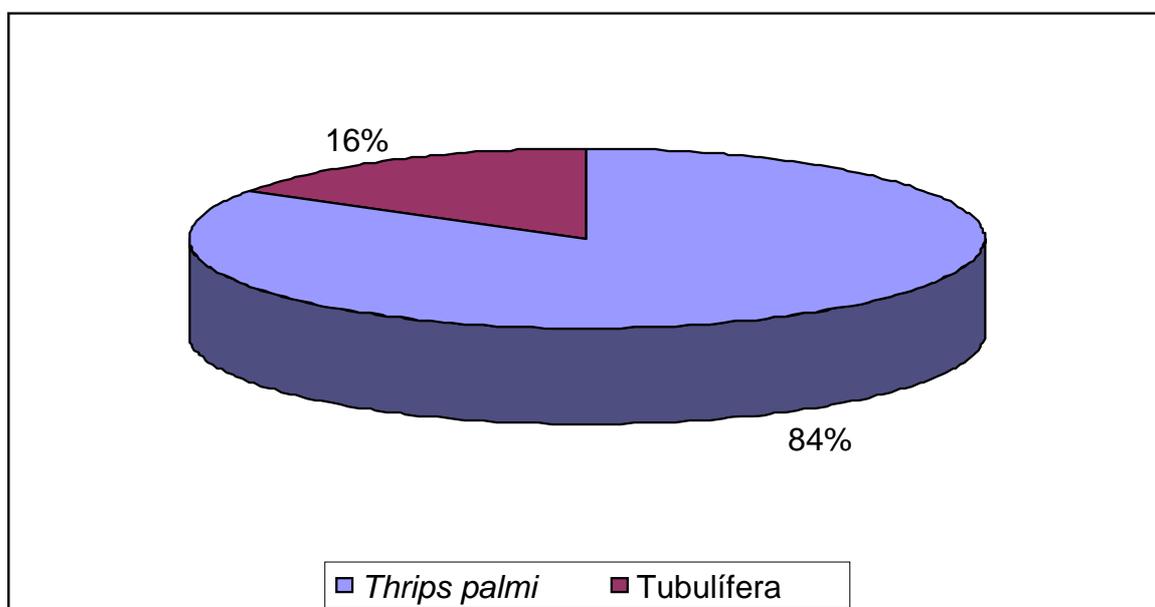
El 98% de los trípodos colectados en hojas en las dos parcelas experimentales (insecticida y no insecticida) corresponde a *T. palmi*, mientras que en el restante 2% se pueden encontrar las especies de *Frankliniella* o de *Scirtothrips dorsalis* (Figura 33). En la parcela con insecticida, el 84% de las especies de trípodos que se encuentran en las flores corresponden a *T. palmi*, mientras que un 16% corresponde a *F. schultzei* (Figura 34). Se obtuvieron porcentajes similares en la parcela sin aplicación de insecticida, con la diferencia que en el 16% de trípodos en flores correspondió a especies del suborden Tubulifera (Figura 35).



**Figura 33. Porcentaje de especies de trípidos colectados en hojas de soya en parcelas con y sin insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**



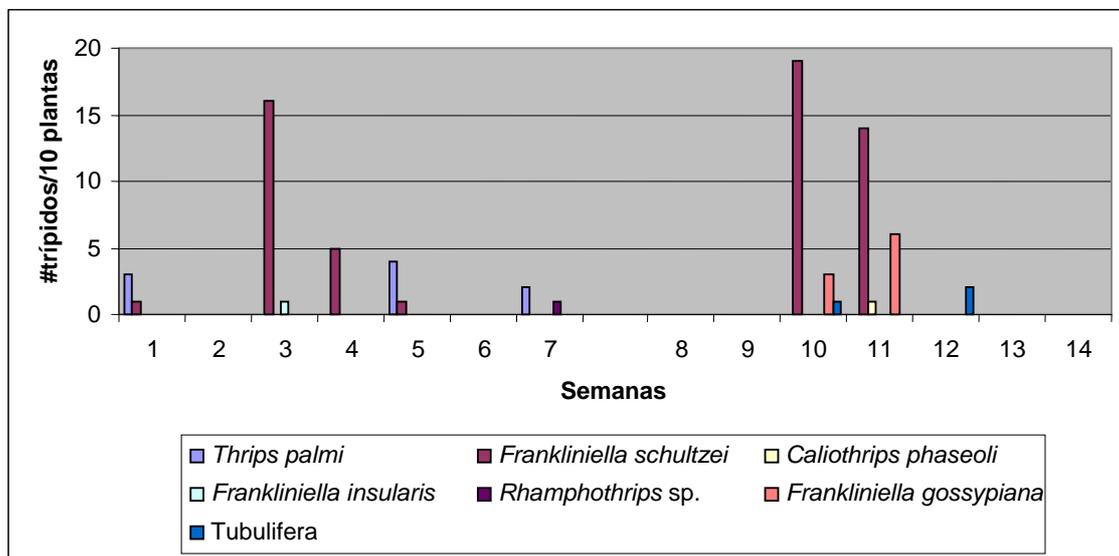
**Figura 34. Porcentaje de especies de trípidos en flores de soya en la parcela con aplicación de insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**



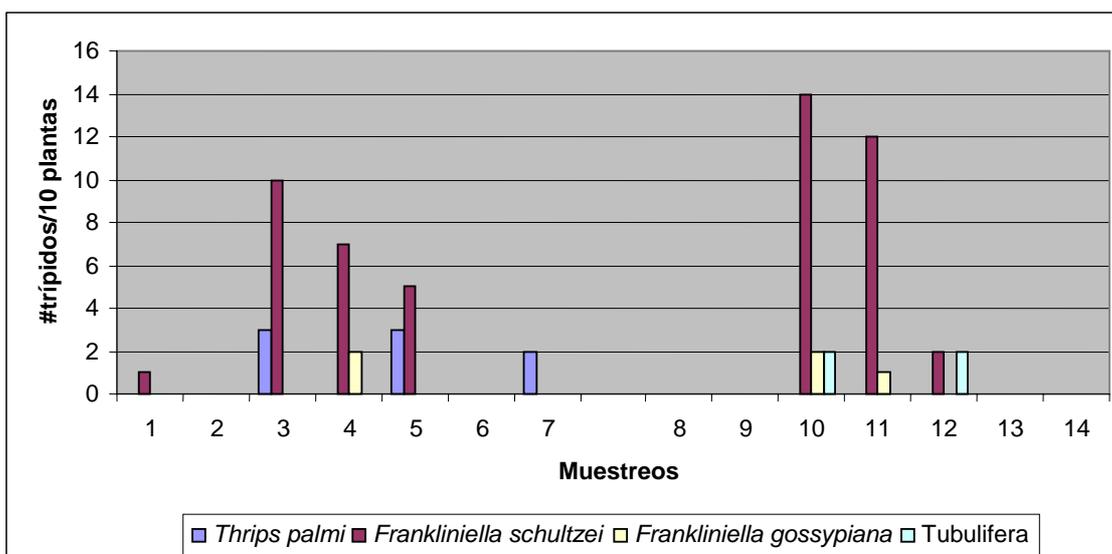
**Figura 35. Porcentaje de especies de trípidos en flores de soya en la parcela sin aplicación de insecticida en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**

En la localidad de Juana Díaz, los trípidos identificados fueron: *F. schultzei*, *F. gossypiana*, *F. insularis*, *Caliothrips phaseoli*, *Rhamphothrips* sp., *T. palmi*, y especies del suborden Tubulífera. La especie predominante, principalmente en flores fue *F. schultzei*, para los dos tratamientos (insecticida y no insecticida). En la parcela sin aplicación de insecticida se observaron poblaciones de hasta dos trípidos por planta durante las épocas de floración del cultivo (Evaluaciones 3, 4, 10, 11), mientras que en las parcelas con aplicación de insecticida las densidades poblacionales alcanzaron los 14 trípidos por cada 10 plantas durante en el mismo estado fenológico (Figuras 36 y 37). El trípedo de las hortalizas, *T. palmi* fue observado durante el primer ciclo de evaluación (julio a septiembre 2007) con poblaciones de hasta un trípedo por cada cinco plantas. Otras especies identificadas en la parcela sin aplicación de insecticida fueron: *F. insularis*, *Rhamphothrips* sp., mientras que en la parcela con aplicación de insecticida se identificó a *F. gossypiana*. Durante el segundo ciclo de evaluación (octubre-noviembre del 2007), las especie identificada en la parcela sin aplicación de insecticida

fue *F. gossypiana*, en los muestreos 10 y 11 con poblaciones de hasta un trípido por cada dos plantas, mientras que en las parcelas con aplicación de insecticida las poblaciones fueron de hasta un trípido por cada cinco plantas. El trípido de la habichuela *Caliothrips phaseoli* se observó en el muestreo 11 (tratamiento sin insecticida), mientras que especies del suborden Tubulifera fueron observado en los dos tratamientos con poblaciones de hasta un espécimen por cada cinco plantas.

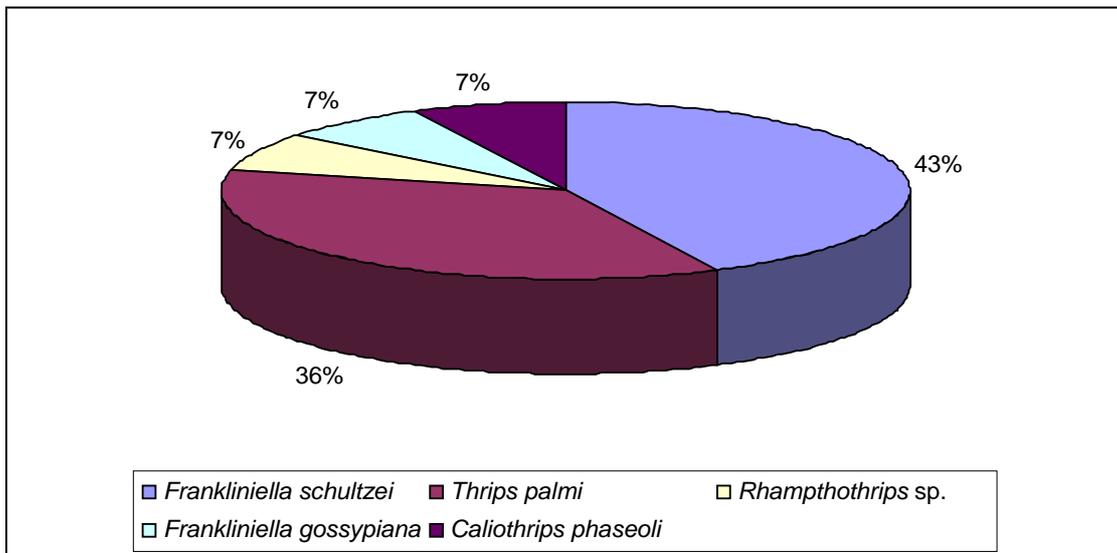


**Figura 36. Densidad poblacional de trípidos en la parcela sin aplicación de insecticida, durante dos ciclos de evaluación de soya en Juana Díaz, Puerto Rico 2007.**

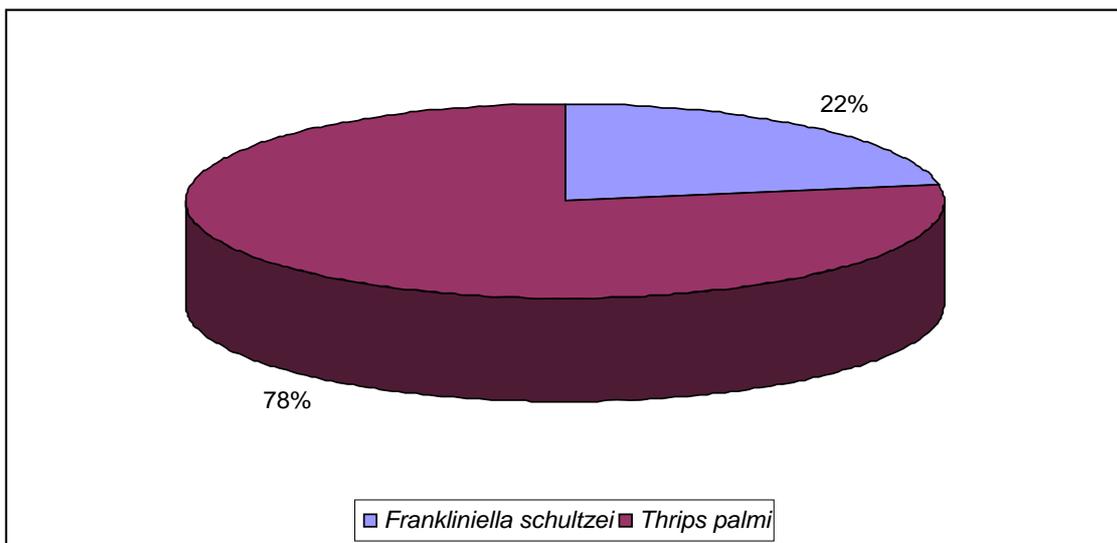


**Figura 37. Densidad poblacional de trípidos en la parcela con aplicación de insecticida, durante 2 ciclos de evaluación de soja en Juana Díaz, Puerto Rico 2007.**

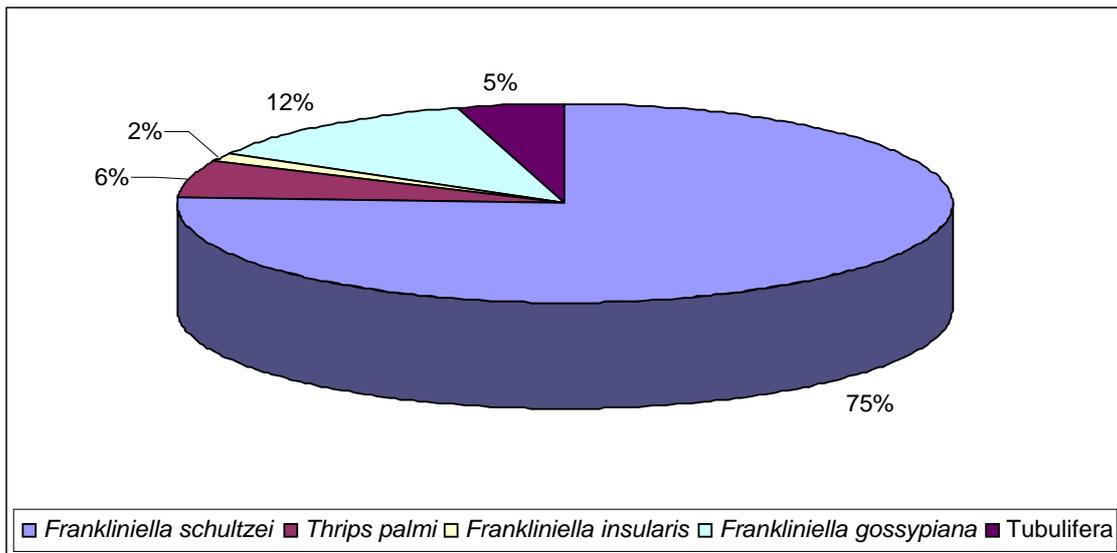
En la parcela sin aplicación de insecticida, el mayor espécimen colectado en hojas fue *F. schultzei* con un 43% de la población total, seguido de *T. palmi* (36%), *F. gossypiana*, *C. phaseoli*, *Rhamphothrips* sp., con un porcentaje del 7% de la población para cada especie (Figura 38). Para la parcela con aplicación de insecticida las especies colectadas en hojas fueron *T. palmi* y *F. schultzei* con una abundancia de 78 y 22% del total de trípidos, respectivamente (Figura 39). En flores, la especie más abundante para ambos tratamientos fue *F. schultzei* con 75 a 80% de la población total de thysanopteros, seguido de *F. gossypiana* (8-12%), *T. palmi* (6%), tubulíferos (5 a 6%) y *F. insularis* (2 %) (Figuras 40 y 41).



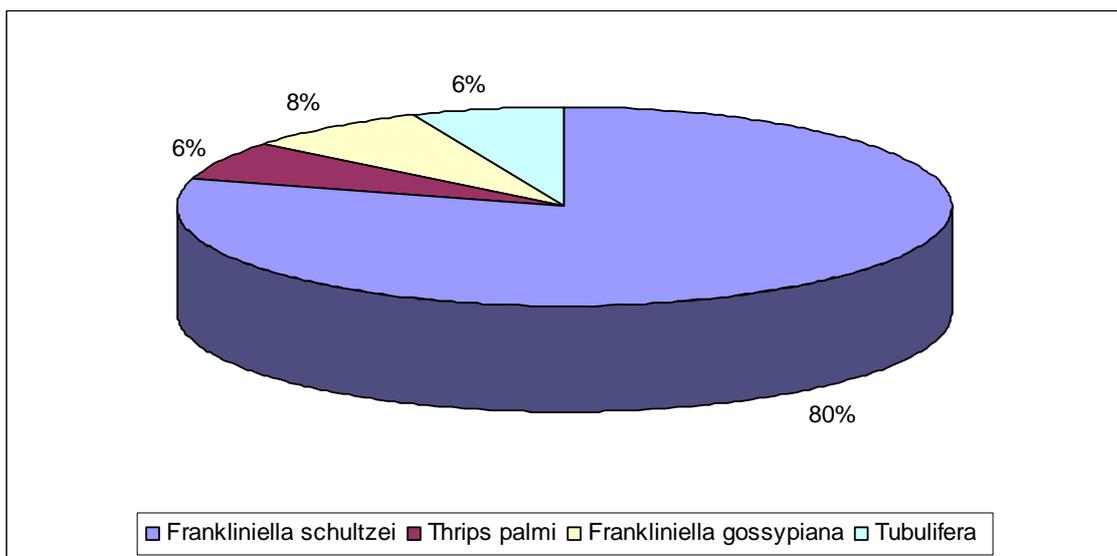
**Figura 38. Porcentaje de especies de trípidos en hojas de soya en la parcela sin aplicación de insecticida en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.**



**Figura 39. Porcentaje de especies de trípidos en hojas de soya en la parcela con insecticida en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.**



**Figura 40. Porcentaje de especies de Trípidos en flores de soya en la parcela sin aplicación de insecticida en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.**



**Figura 41. Porcentaje de especies de trípidos en flores de soya en la parcela con insecticida en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.**

#### 4.3.2.1 PROPORCIÓN DE SEXOS

En la localidad de Adjuntas, en la parcela sin aplicación de insecticida, el número total de especímenes de *T. palmi* fue de ocho con una proporción de machos y hembras de 1:7. Se colectaron dos hembras por cada especie de *F. schultzei*, y *Rhamphothrips* sp. *Frankliniella cefalica* mostró una relación macho-hembra de 1:1 de dos especímenes encontrados. Siete especímenes colectados de *N. inversus* mostraron una relación macho-hembra de 5:2 (Cuadro 4). En la parcela con tratamiento de insecticida, únicamente se colectó una hembra de *T. palmi*, una hembra de *Neohydatothrips inversus* y una especie de *Tubulifera* sp.

**CUADRO 4. Especies de tripsidos colectados en plantas de soya en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007**

PARTE DE LA PLANTA	ESPECIE	NÚMERO COLECTADO
Hojas	<i>Thrips palmi</i>	8 (1♂: 7♀)
	<i>Neohydatothrips inversus</i>	7 (5♂: 2♀)
Flores	<i>Frankliniella schultzei</i>	2 (0♂: 2♀)
	<i>Frankliniella cefalica</i>	2 (1♂: 1♀)

En la localidad de Isabela, en la parcela con aplicación de insecticida se colectaron 42 especímenes de *T. palmi* del follaje con una proporción macho: hembra de 1:6, mientras que en las flores se colectaron 15 especies de las cuales cinco fueron machos y el restante hembras (1:2). En la parcela sin aplicación de insecticida de 37 especímenes colectadas en hojas, siete fueron machos y 30 hembras. La proporción de sexos en flores fue de 1:9 de 10 especies colectadas. En hojas se identificó un espécimen hembra de *S. dorsalis* y dos especies de *Tubulifera* en flores en la parcela sin aplicación de insecticida. Se observó un espécimen hembra de *Frankliniella* sp. (hojas) y 3

especímenes hembra de *F. schultzei* (flores) en la parcela sin aplicación de insecticida (Cuadro 5).

**CUADRO 5. Especies de tripsidos colectadas en plantas de soya en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**

PARTE DE LA PLANTA	ESPECIES	NÚMERO DE ESPECIMENES
Hojas	<i>Thrips palmi</i>	42 (1♂:6♀)CI 37 (7♂:30♀) SI
	<i>Frankliniella sp.</i>	1 (0♂: 1♀) CI
	<i>Scirtothrips dorsalis</i>	1 (0♂: 1♀)SI
Flores	<i>Thrips palmi</i>	15 (1♂:2♀) CI 10 (1♂:9♀) SI
	<i>Frankliniella schultzei</i>	3 (0♂:3♀) CI

**CI = parcela con insecticida**

**SI= parcela sin insecticida**

En la localidad de Juana Díaz, en la parcela sin aplicación de insecticida se colectaron seis especímenes de *F. schultzei* y cinco especímenes de *T. palmi* en el follaje. La proporción de sexos (macho:hembra) fue 1:2 y 1:4, respectivamente. Se identificó una especie hembra de *Rhamphothrips sp.*, una especie macho de *F. gossypiana* y una especie hembra de *C. phaseoli*. En la parcela tratada con insecticida en las hojas se colectaron dos especímenes macho de *F. schultzei* y siete especímenes hembra de *T. palmi*. En las flores, en la parcela sin aplicación de insecticida se observaron 50 individuos de *F. schultzei* con una proporción macho: hembra de 11:39. De los ocho especímenes de *F. gossypiana*, tres fueron machos y para *F. insularis* únicamente se identificó una hembra. *Thrips palmi* mostró una proporción macho: hembra de 1:3 de cuatro ejemplares colectados. En la parcela tratada con insecticida, en las flores se identificaron 50 especímenes de *F. schultzei*, y cinco especímenes de *F. gossypiana*, con una proporción macho: hembra de 6:19 y 4:1, respectivamente. Se atraparon cuatro

especímenes de *T.palmi* de los cuales uno fue macho y el restante hembras. Para los dos tratamientos (insecticida/no insecticida) se observó la presencia del suborden Tubulifera en flores (Cuadro 6).

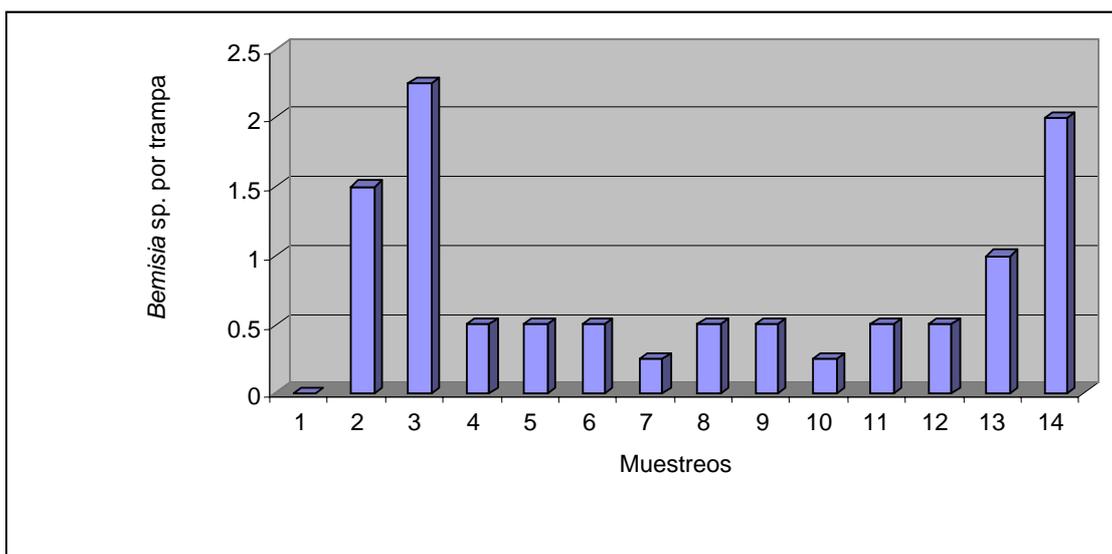
**CUADRO 6. Especies de trípidos colectados en plantas de soya en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.**

PARTE DE LA PLANTA	ESPECIES	NÚMERO DE ESPECÍMENES
Hojas	<i>Frankliniella schultzei</i>	6 (1♂ 2♀) S.I. 2 (2♂ 0♀) C.I.
	<i>Thrips palmi</i>	5 (1♂ 4♀) S.I. 7 (0♂ 7♀) C.I.
	<i>Frankliniella gossypiana</i>	1 (1♂ 0♀) S.I.
	<i>Caliothrips phaseoli</i>	1 (0♂ 1♀) S.I.
	<i>Rhamphothrips</i> sp	1 (0♂ 1♀) S.I.
	Flores	<i>Frankliniella schultzei</i>
<i>Frankliniella gossypiana</i>		8 (3♂ 5♀) S.I. 5 (4♂ 1♀) C.I.
<i>Thrips palmi</i>		4 (1♂ 3♀) S.I y C.I.
<i>Frankliniella insularis</i>		1 (0♂ 1♀) S.I.

S.I.- sin insecticida  
C.I.- con insecticida

#### 4.3.3 ORDEN HEMÍPTERA

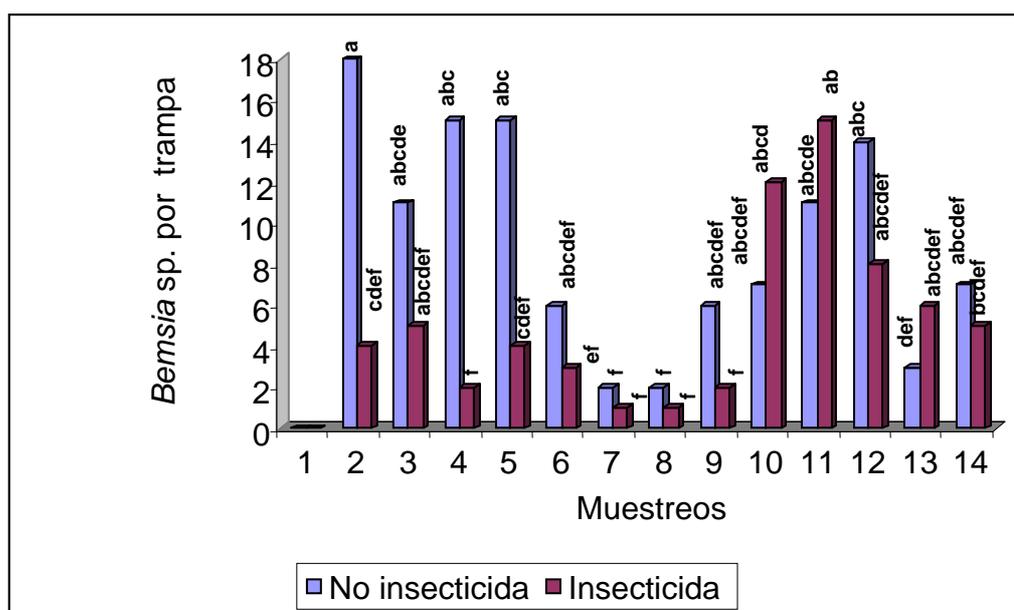
Para el caso de la mosca blanca (*Bemisia* sp.), en la Estación Experimental de Adjuntas no se observaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) entre las parcelas tratadas y no tratadas con insecticida de acuerdo al análisis de varianza (ANOVA). El número de adultos atrapados fue bajo, observándose un incremento no significativo en los muestreos dos, tres y catorce. (Figura 42). El máximo valor de especímenes por trampa fue de dos para el 22 de marzo y 9 de agosto del 2007.



**Figura 42. Valores promedio de captura de adultos de mosca blanca (*Bemisia* sp) por trampa en dos ciclos de soya en Adjuntas, Puerto Rico durante el año 2007.**

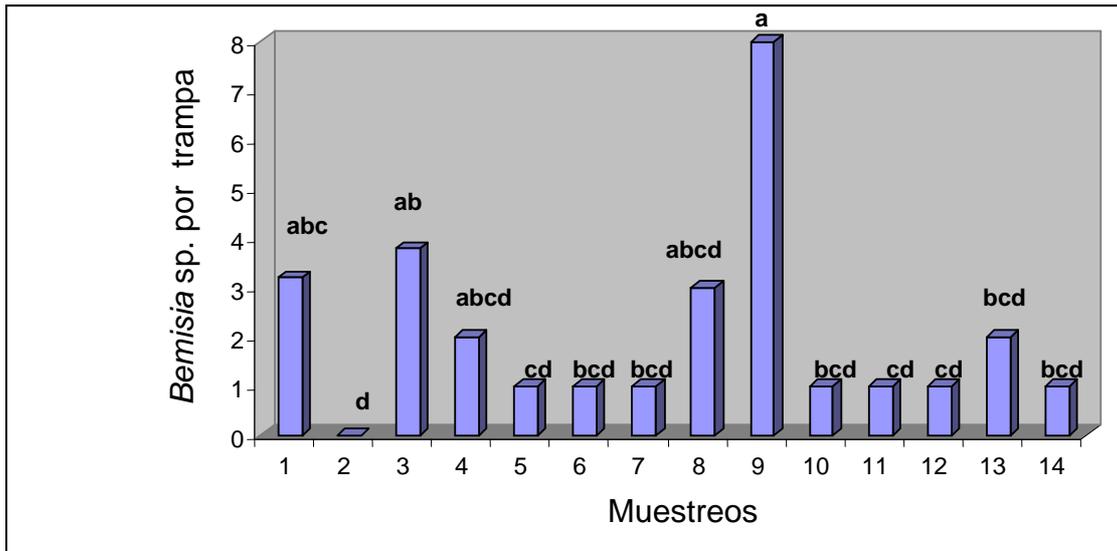
En la localidad de Isabela, el análisis de varianza (ANOVA) muestra diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) por tratamientos como por muestreos para los adultos de mosca blanca atrapados en las parcelas. Se observó que existen diferencias significativas en el muestreo dos para el tratamiento sin insecticida donde se obtiene las poblaciones más altas de *Bemisia* sp. versus los tratamientos sin insecticida para los muestreos 7, 8 y 13 que obtuvieron las poblaciones más bajas. También se observó que en el muestreo dos para el tratamiento sin insecticida la población fue significativamente mayor a los muestreos 2, 4, 5, 6, 7, 8, 9 del tratamiento con insecticida que mostraron una disminución en la población. En el primer ciclo de evaluación (muestreos 2 al 7) en el tratamiento sin insecticida el número de adultos de mosca blanca colectados no presentó diferencias significativas desde el segundo hasta el sexto muestreo, con poblaciones promedio de 6-18 moscas/trampa. En el muestreo número siete se observó un descenso significativo de la población (2 moscas/trampa). En la parcela con aplicación de insecticida en los muestreos dos (13 de Febrero del 2007) y cuatro (2 de Marzo del

2007), se observó una disminución en el número de adultos colectados en comparación a los encontrados en la parcela sin aplicación de insecticida. Los valores fueron de cuatro y dos moscas por trampa, en relación a 18 y 16 insectos encontrados en la parcela sin insecticida. En los muestreos restantes dentro del primer ciclo no se observa diferencias significativas de la población de hemípteros para cada uno de los tratamientos (insecticida/ no insecticida). En el segundo ciclo de evaluación (muestreos 8-14) no se observan diferencias significativas en el número de adultos capturados de mosca blanca, para los dos tratamientos (insecticida/no insecticida). Las poblaciones fluctuaron entre 12 a 16 hemípteros por trampa, mientras que los valores mínimos estuvieron entre dos a ocho moscas por trampa. En la parcela sin insecticida se observó un descenso significativo de la población del muestreo 12 al 13 que corresponden al 21 y 31 de Mayo del 2007, respectivamente. En la parcela con insecticida se observa un incremento significativo de la población en los muestreos 10 (8 de Mayo del 2007) y 11 (18 de Mayo del 2007), para luego estabilizarse en los muestreos restantes (figura 43).



**Figura 43.** Valores promedios de captura de adultos de moscas blancas (*Bemisia* sp.) por trampa en dos ciclos de soja en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.

En la localidad de Juana Díaz no se observaron diferencias significativas ( $p>0.05$ ) entre la parcela con insecticida y la parcela sin aplicación de insecticida. Sin embargo, se observaron diferencias entre los muestreos realizados, donde se observó el mayor número de adultos en el muestreo nueve, siendo significativamente diferente al segundo muestreo que obtuvo la población más baja. El valor máximo de adultos capturados por trampa fue de ocho que corresponde al muestreo nueve (9 de octubre del 2007), mientras que el valor mínimo fue de cero adultos por trampa, en el segundo muestreo (1 de Agosto del 2007). En el primer ciclo de evaluación (muestreos 1 al 7), se observa una mayor cantidad de adultos atrapados en el muestreo tres (4 moscas blanca/trampa) que corresponde al 7 de Agosto del 2007, en comparación a los muestreos dos, cinco, seis y siete, los cuales no presentan diferencias significativas en el número de adultos de mosca blanca atrapados (1 a 2 moscas blancas/ trampa). Para el segundo ciclo de evaluación (muestreos 8 al 14) se observa diferencias significativas en el número de especies capturadas en el muestreo nueve que se realizó el 9 de Septiembre 2007 (8 moscas blancas/ trampa) en comparación a los muestreos 10, 11, 12, 13, 14, los cuales no son significativamente diferentes y el número de adultos atrapados fue de una a dos moscas por trampa (figura 44).



**Figura 44.** Valores promedios de captura de adultos de moscas blancas (*Bemisia sp*) por trampa en dos ciclos de soya en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.

#### 4.4 ENFERMEDADES

Durante los años 2005 al 2007 se identificaron las siguientes enfermedades en el cultivo de soya: el tizón sureño causado por *Sclerotium rolfsii*; la mancha del ojo de sapo producida por *Cercospora sojina*; el añublo lanoso causado por *Peronospora manshurica*; la pústula bacteriana producido por *Xanthomonas campestris* pv. *glycines* y el virus del ennegrecimiento del tallo causado por un Carlavirus (Cuadro 7).

**CUADRO 7. Enfermedades identificadas en soya en Adjuntas, Isabela y Juana Díaz, Puerto Rico durante los años 2006 y 2007.**

LOCALIDAD	AGENTE CAUSAL	INCIDENCIA <sup>1/</sup>		ESTADO VEGETATIVO
		2006	2007	
Adjuntas	<i>Sclerotium rolfsii</i>		< 5%	V1-V3
	<i>Cercospora sojina</i>	5%		R5-R6
Isabela	Carlavirus	5-10%	1-5%	R1-R6
	<i>Peronospora manshurica</i>	5%	1%	R6
	<i>Sclerotium rolfsii</i>		< 5%	V2
	<i>Xanthomonas campestris</i>	< 1%		R5-R6
Juana Díaz	Carlavirus	3-5%	< 5% y 40%	V3-R6
	<i>Cercospora sojina</i>	10%	1%	R5-R6
	<i>Sclerotium rolfsii</i>		< 5%	V3

<sup>1/</sup> La incidencia se determinó con el número de plantas con síntomas de 500 plantas examinadas en Adjuntas y Juana Díaz y 1000 plantas en Isabela.

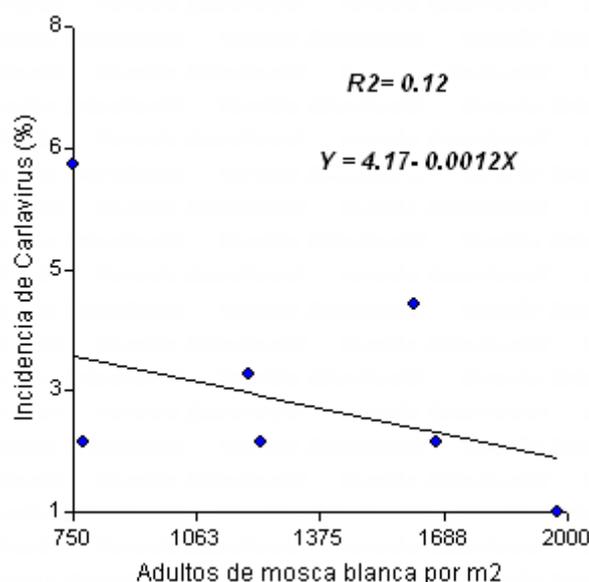
En las evaluaciones realizadas en la localidad de Adjuntas se determinó que una de las enfermedades más comunes fue la pudrición del tallo causada por *S. rolfsii*. La enfermedad se presentó a los 15 a 30 días después de la siembra (estados V1- V3) en plantas aisladas y su incidencia fue menor al 5%. La enfermedad se observó en el mes de junio y provocó pudrición de la base del tallo y estrangulamiento de la planta. Las plantas afectadas murieron. En la localidad de Isabela y Juana Díaz, se presentó durante los meses de febrero y agosto del 2007, respectivamente con baja incidencia (5%).

La mancha de ojo de sapo causada por *Cercopsora sojina* fue identificada en Adjuntas en marzo del 2006, y en siembras adyacentes a los lotes experimentales de Isabela, con una incidencia del 5%. En Juana Díaz, se observó una incidencia del 10% en marzo del 2006, mientras que en el mes de febrero del 2007 la incidencia fue del 1%. Los síntomas fueron visibles en los estados reproductivos R5 y R6.

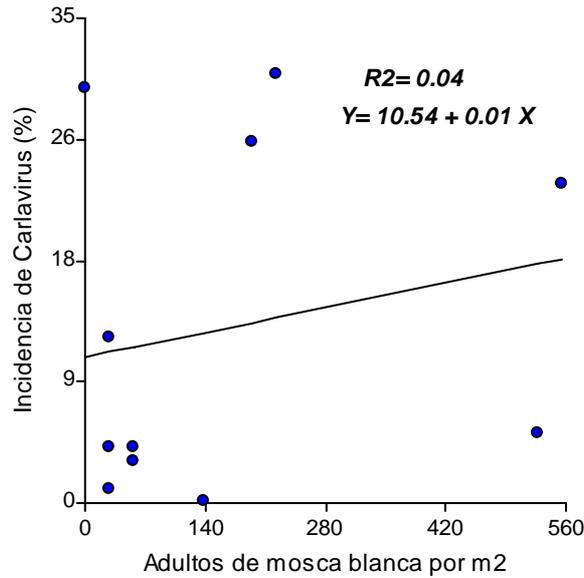
El añublo polvoriento, *Peronopora manshurica*, fue observado en la localidad de Isabela, en los meses de enero, mayo y junio del 2006 y mayo a junio del 2007. La incidencia en el 2006 llegó hasta el 5%, mientras que en 2007 no superó el 1%. La enfermedad se identificó en los estados reproductivos R5 y R6. La pústula bacteriana causada por *Xanthomonas campestris* pv. *glycines*, fue identificada en diciembre del 2005 y julio del 2006. La mayor incidencia fue de 30% en siembras de líneas de soya en un vivero de invierno adyacente a los lotes experimentales. Los síntomas se expresaron en estados reproductivos R5 y R6 de soya.

El ennegrecimiento del tallo causado por un Carlavirus fue identificado en las localidades de Isabela y Juana Díaz. La incidencia en las parcelas experimentales de Isabela fue de 5% (parcela tratada con insecticida) y 10% (parcela sin aplicación de insecticida) y fue común durante los meses de noviembre y diciembre del 2006. En los meses de febrero y marzo del 2007, la incidencia fue menor al 5% en las dos localidades. En mayo del mismo año la incidencia fue del 5%. Los síntomas fueron visibles durante los estados reproductivos (R1-R6). En la localidad de Juana Díaz la incidencia fue menor del 5% en los meses abril a mayo del 2006. En enero a febrero del 2007, la incidencia fue de 3 y 5%, para el lote sin tratamiento de insecticida y con tratamiento de insecticida, respectivamente. En los meses de julio y agosto del 2007, se

observó una incidencia, de un 40%, en la parcela tratada con insecticida y menor al 5% en la no tratada. Los síntomas se observaron desde los estados V3-R6. En el año 2007, se observó la presencia de soya infectada con Carlavirus en los viveros de invierno de varias líneas de soya en la zona de Santa Isabel. La incidencia varió entre 25 a 100% dependiendo de la línea de soya (resistentes o susceptibles) en los estados reproductivos (R1-R5). En la localidad de Adjuntas no se observaron síntomas visibles de la enfermedad durante los dos años de monitoreos. No se observó una correlación entre el número de plantas enfermas en función del número de adultos de mosca blanca colectados por trampa. Los valores de correlación fueron de -0.35 y 0.21 para las localidades de Isabela y Juana Díaz, respectivamente. No existió una tendencia lineal entre la incidencia de Carlavirus y el número de moscas capturados por m<sup>2</sup> en las dos localidades (Figuras 45 y 46).



**Figura 45. Regresión lineal simple para la incidencia de Carlavirus en función de los adultos capturados de mosca blanca (*Bemisia* sp.) en Isabela, Puerto Rico durante el año 2007.**



**Figura 46. Regresión lineal simple para la incidencia de Carlavirus en función de los adultos capturados de mosca blanca (*Bemisia* sp.) en Juana Díaz, Puerto Rico durante el año 2007.**

Las muestras de ADN evaluadas mediante PCR para presencia de roya de la soya fueron negativas para ambas especies de roya: *P. pachyrhizi* y *P. meibomiae* (Figura 47). También fueron negativas para la prueba de ELISA, por lo que se descarta la presencia de roya en la línea de soya 2053A durante el período de evaluación que comprende los años de 2005 al 2007.

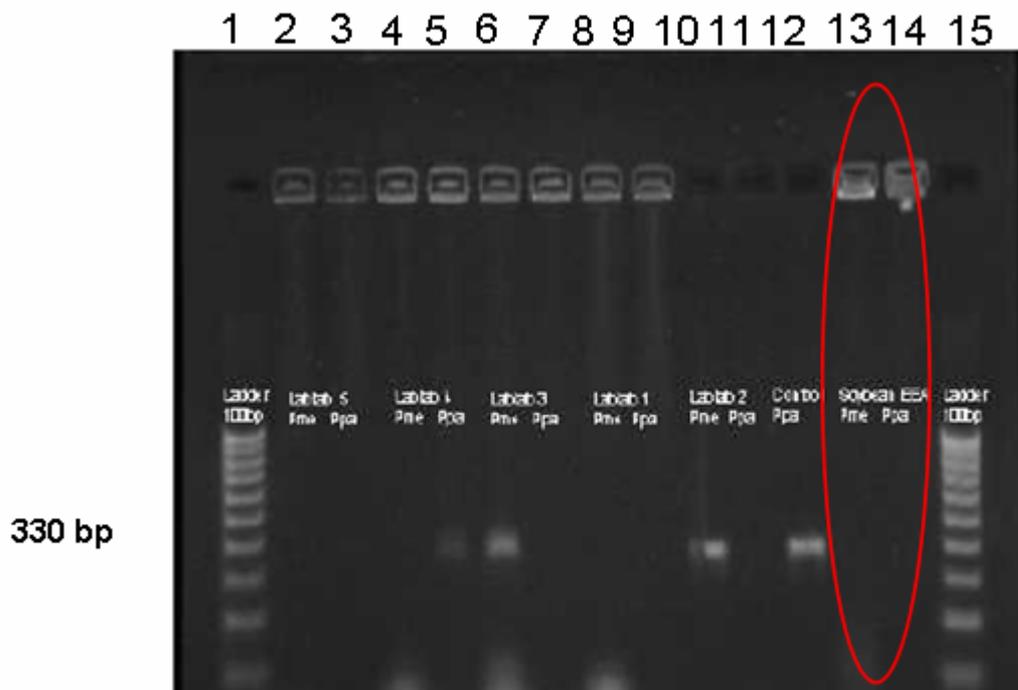


Figura 47.- Gel de agarosa para amplificación de DNA extraído de una muestra de soya indicando la ausencia de *Phakopsora phachyrhizi* y *P. meibomiaie*. Fosa 1 marcador de 100 bp; fosa 2-11 muestras de *Lablab purpurea* para los iniciadores de *P. meibomiaie* y *P. phachyrhizi*, respectivamente; fosa 12, control positivo para *P. phachyrhizi*, fosa 13 y 14, muestras de soya EEA para los iniciadores de *P. meibomiaie* y *P. phachyrhizi*, respectivamente; fosa 15, marcador de PCR 1 kb.

#### 4.4.1. IDENTIFICACIÓN DE PATÓGENOS EN SOYA

Las características morfológicas de los patógenos identificados en soya fueron las siguientes:

##### 4.4.1.1 AHOGAMIENTO DE LAS PLÁNTULAS

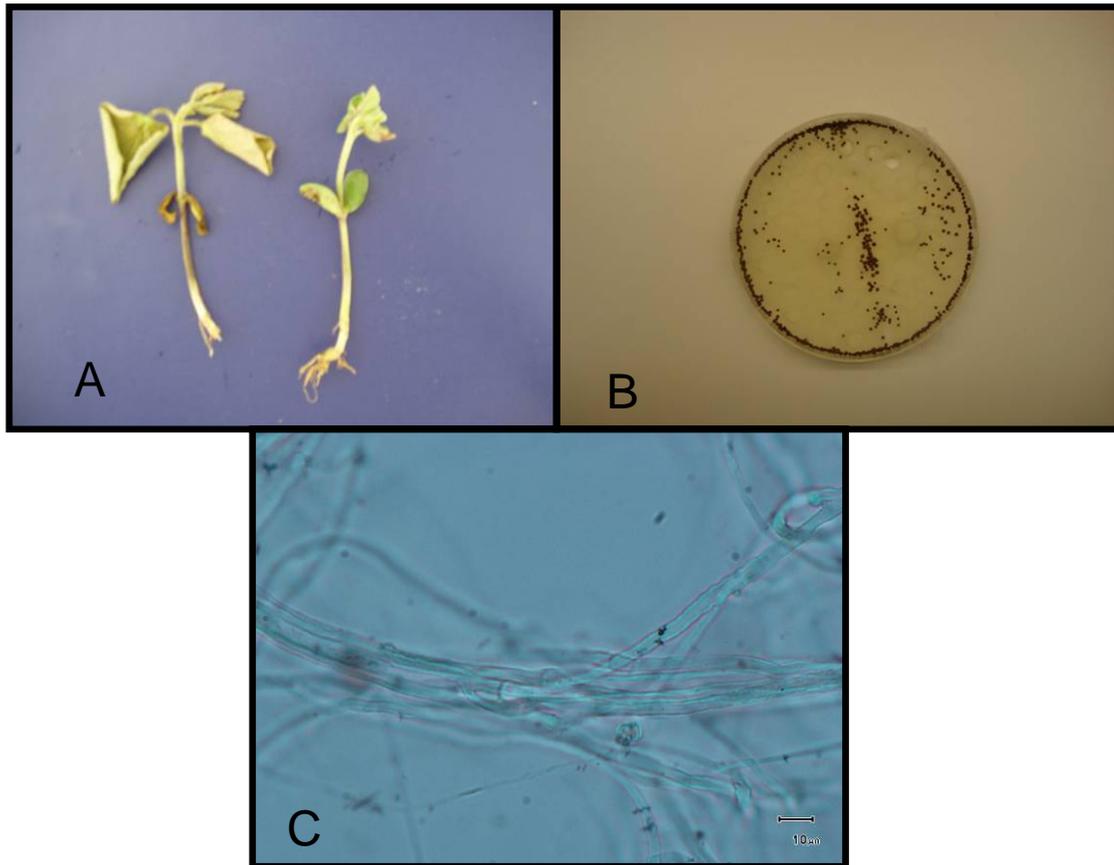
**AGENTE CAUSAL.-** *Sclerotium rolsfii*

**Síntomas.-** Los síntomas iniciales de ahogamiento se observaron en los primeros trifolios, los cuales se tornaron cafés, secos y se desprendieron del tallo. Posteriormente

se presentó marchites y muerte descendente de las plántulas. El signo característico en soya fue la presencia de micelio blanco alrededor de la base del tallo y se observaron esclerocios de color anaranjado de *S. rolsfii* (Figura 48A).

**Descripción de las colonias:** El micelio de *S. rolsfii* en medio de cultivo PDA acidulado, mostró un rápido desarrollo durante los primeros cinco días luego de la siembra del tejido enfermo. Se observó la presencia de esclerocios de color blanco que tomaron una coloración anaranjada y finalmente se tornaron de color café. El tamaño fue de 1 a 2 mm de diámetro, después de 10 días de crecimiento a una temperatura de  $\pm 30^{\circ}\text{C}$  y bajo 12 horas luz (Figura 48B).

**Estructuras microscópicas.-** *Sclerotium rolsfii* produce micelio de color blanco rosáceo, la hifa mide de 5-9  $\mu\text{m}$  de diámetro con conectores clamp (“clamp connections”) (Figura 48C).



**Figura 48. (A) Síntomas de *Sclerotium rolfsii* en plántulas de soya en Isabela, Puerto Rico durante al año 2007, (B) Micelio y esclerocios de *S. rolfsii* en agar de papa y dextrosa acidulado y (C) Micelio de *Sclerotium rolfsii* aislado desde la base de tallo de soya (40X).**

#### 4.4.1.2 AÑUBLO POLVORIENTO

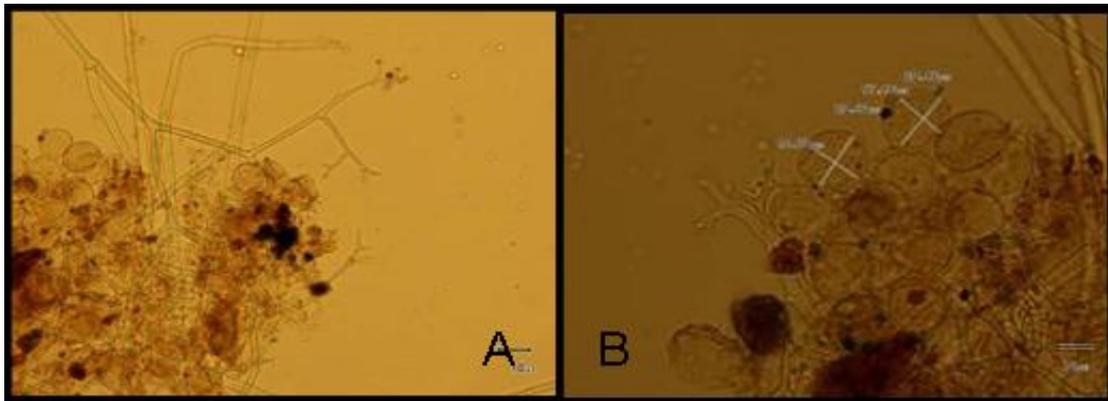
**AGENTE CAUSAL.-** *Peronospora manshurica*

**Síntomas.-** en las hojas se observaron manchas de color verde pálido o amarillo claro de 2 mm de diámetro que con el avance de la enfermedad se extendieron en forma indefinida (Figura 49). En el envés de las hojas, el signo característico fue la presencia de masas de esporangioforos de una coloración morada.



**Figura 49.** Síntomas de *Peronospora manshurica* en plantas de soya (R5), Isabela 2007.

**Estructuras microscópicas.-** en cortes de tejido de la hoja, se observó un esporangióforo erecto cuyo tamaño varió entre 246 a 396  $\mu\text{m}$  (Figura 50A). El esporangióforo fue de una coloración café claro ramificado en su parte terminal, de donde nacen los esporangios, hialinos y redondeados de 19 a 26  $\mu\text{m}$  X 17 a 22  $\mu\text{m}$  de diametro (Figura 50B). El micelio es hialino y cinocítico de 3 a 5  $\mu\text{m}$  de diámetro.



**Figura 50.** (A) Esporangioforo de *Peronospora manshurica* en soya (R5) (20X) y (B) Esporangios de *Peronospora manshurica* en soya (R5) (40X).

#### 4.4.1.3 MANCHA OJO DE SAPO

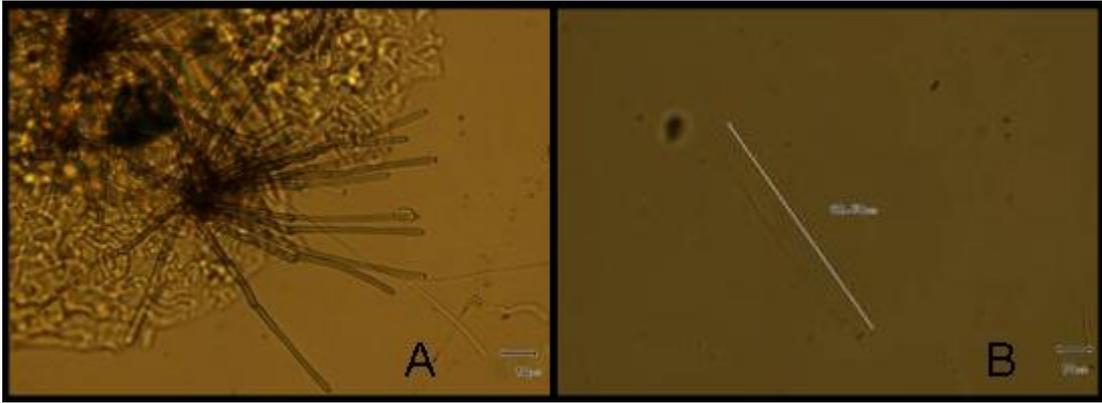
##### **AGENTE CAUSAL.-** *Cercospora sojina*

**Síntomas.-** se observaron manchas foliares dispersas, rojizas de 1 a 2 mm de diámetro de forma circular o angular. Con el avance de la enfermedad las manchas se expanden y en el centro se observa una coloración gris ceniza, ocasionando una apariencia bronceada. No se observaron bordes cloróticos en los márgenes de las lesiones. Bajo el estereocopio, se pudieron observar los conidióforos fasciculados con una coloración negruzca, en la superficie del envés de las hojas (Figura 51).



**Figura 51. Síntomas de *Cercospora sojina* en plantas de soya (R5), Juana Díaz 2006.**

**Estructuras microscópicas.-** en cortes de hoja infectada con *Cercospora* se observaron conidióforos con dimensiones en promedio de 52-120  $\mu\text{m}$  X 4-6  $\mu\text{m}$ , de una coloración café clara. Las conidias fueron hialinas 40-70 X 6-8  $\mu\text{m}$ , elongadas sin ensanchamiento en la base (Figura 52 A y B).

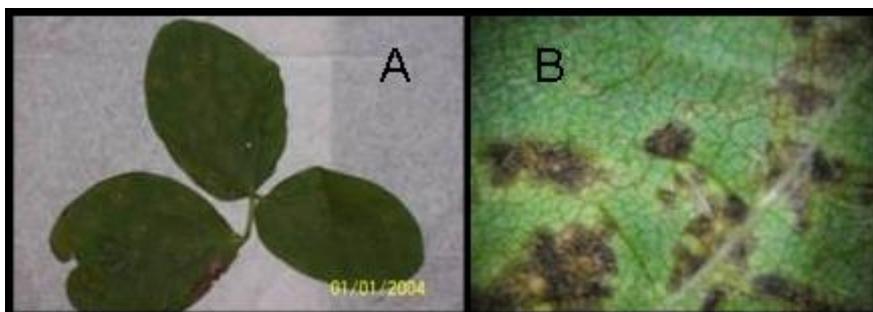


**Figura 52. (A) Fascículo de conidioforo y (B) Conidia de *Cercospora sojae* en plántulas de Soya (R5), Puerto Rico 2007 (20X).**

#### 4.4.1.4 PUSTULA BACTERIANA

**AGENTE CAUSAL.-** *Xanthomonas campestris* pv *glycines*

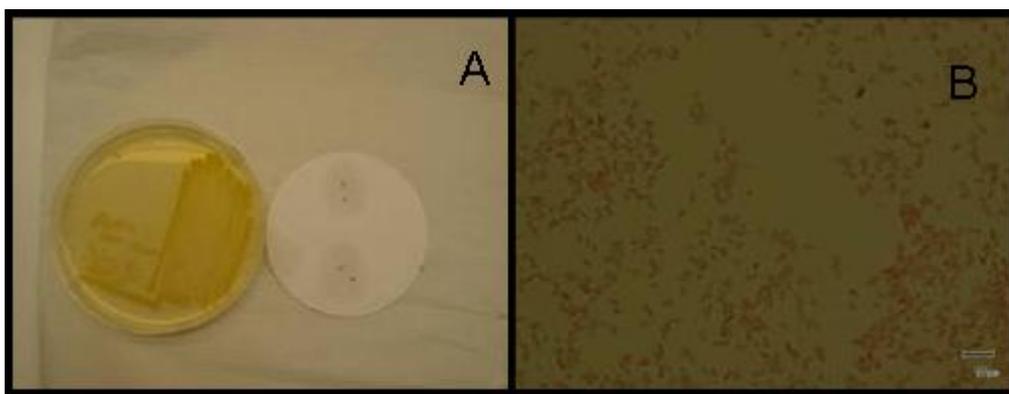
**SÍNTOMAS.-** se observaron pústulas sobre el tejido epidermal de las hojas de una coloración café claro, cuyo diámetro varió entre 1 a 2 mm, y rodeadas de un halo necrótico (Figura 53A). Con el progreso de la enfermedad las pústulas se expandieron ocasionando manchas angulares de un color marrón o parches necróticos en las hojas (Figura 53B).



**Figura 53. (A) Síntomas de *Xanthomonas campestris* pv. *glycines* en plantas de soya Isabela (10X) y (B) Síntomas de *X. campestris* en Isabela observados bajo estereoscopio (4X).**

**Descripción de las colonias-** las colonias poseen un borde entero, circular, de una coloración amarillenta con un diámetro variable de 1 a 1.5 mm en agar nutritivo luego de 48 horas de crecimiento a  $\pm 28^{\circ}\text{C}$  (Figura 54 A).

**Estructuras microscópicas.-** bacilos gram – (Figura 54 B).



**Figura 54. (A) Colonias de *X. campestris*, en medio agar nutritivo y (B) Colonias de bacterias (Bacilos gram-) en soya (40X).**

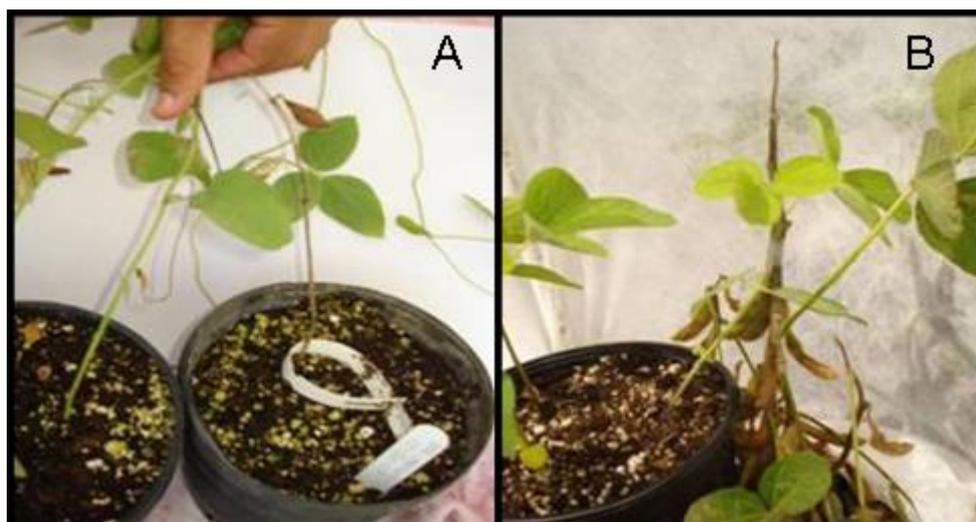
#### 4.4.1.5 Carlavirus

**Síntomas.-** los síntomas de ennegrecimiento de las nervaduras de la hoja inicialmente se observaron en estado V3 de la soya. Estos se extendieron hasta el pedicelo, acompañado de una clorosis intervenal. Se observó también mosaico, rugosidad y en ciertas ocasiones amarillamiento de hojas con islotes de color café. Los tallos se ennegrecieron y necrosaron (Figura 55). En las vainas se observan puntos de coloración negruzca. En infecciones tempranas se observó muerte y necrosamiento de plantas. Cuando el cultivo es afectado luego de la etapa vegetativa los granos y vainas no se desarrollan normalmente.



**Figura 55. Ennegrecimiento del tallo en plántulas de soya (R6) causado por Carlavirus en Isabela, Puerto Rico 2007.**

**Pruebas de patogenicidad.-** Mediante inoculación mecánica y transmisión por injerto, se reprodujeron los síntomas de ennegrecimiento del tallo (Soya 2053 A), luego de 30 a 40 días después de la inoculación (Figuras 56 A y B). En la transmisión por medio del vector, la mosca blanca (*Bemisia* sp.), los síntomas fueron observados 15 días después de la exposición de plantas sanas a los hemípteros (mosca blanca) infectados. En plantas de tomate, calabaza, habichuela, y maní forrajero inoculados mecánicamente no se observaron síntomas locales o sistémicos (Cuadro 8).



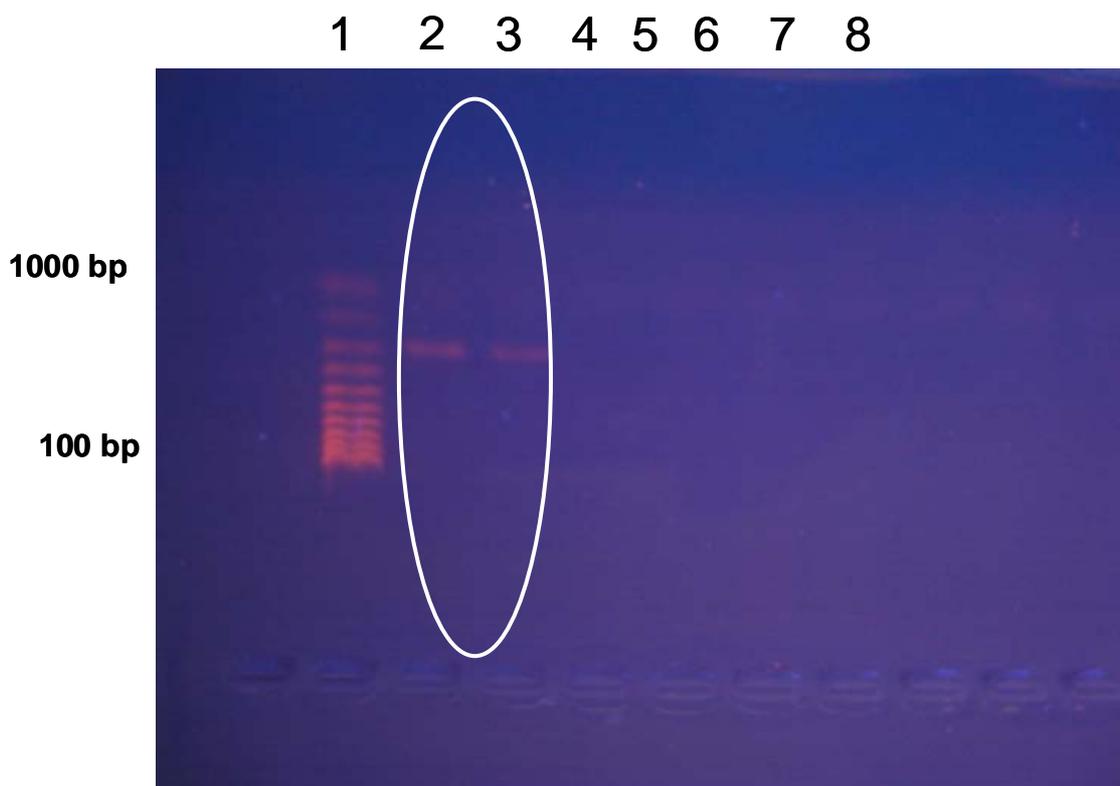
**Figura 56. (A) Inoculación mecánica de Carlavirus en soya 2053 A y (B) Injerto de Carlavirus en plántulas de soya 2053 A.**

**Cuadro 8. Prueba de patogenicidad con Carlavirus en condiciones de invernadero en diferentes plantas hospederas.**

FAMILIA	ESPECIES	RESULTADO DE LA PRUEBA DE PATOGENICIDAD <sup>1/</sup>
Leguminosas	<i>Glycine max</i> L. Merr	+
	<b>Cv 2053 A Monsanto</b>	
	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	
	cv Morales	
	cv. Rosada Mocana	
	cv. Verano	
	cv. Jalo EEP 558	
Cucurbitacea	<i>Arachis pintoii</i> L.	-
	<i>Cucurbita moschata</i> Duchense.	-
	Ex Lam.	-
Solanaceae	cv. Whatman	-
	<i>Lycopersicon esculentum</i> . Mill	-
	cv. Roma	-

<sup>1/</sup> Resultado prueba de patogenicidad positiva = + Presento ennegrecimiento de tallo y vainas ;  
 - prueba de patogenicidad negativa ausencia de síntomas locales o sistémicos

**Identificación molecular.-** La prueba de transcriptasa reversa/reacción anidada en cadena por la polimerasa (RT-PCR) detectó una partícula viral correspondiente al grupo de los Carlavirus (Figura 57). Este virus esta asociado al síntoma del ennegrecimiento de tallo y vainas en campo. Los resultados fueron corroborados con muestras enviadas para una prueba de RT- PCR en AGDIA S.A. (Indiana) (Cuadro 9).



**Figura 57.** Gel de agarosa para amplificación de DNA extraído de una muestra de soya indicando la presencia de Carlavirus. Fosa 1, marcador de 100-1000 bp; fosa 2-3, hojas de soya 2053 A EEA Juana Díaz; fosa 4-7 hojas de sandía EEA Juana Díaz; fosa 8, agua (control negativo).

**Cuadro 9.** RT-PCR realizado por AGDIA, para la identificación de Carlavirus, 2007.

HOSPEDERO	VARIEDAD (SOYA)	PARTE DE LA PLANTA	LOCALIDAD	CARLAVIRUS
<i>Glycine max</i> L.	2053 A Monsanto	Hoja	Juana Díaz	+
		Hoja	Juana Díaz	+
		Tallo	Juana Díaz	+
		Primera hoja verdadera	Juana Díaz	-
		Cotiledón	Juana Díaz	-
		Hoja	Isabela	+
		Primera hoja verdadera	Isabela	-
	DM12013 Illinois Crop Improvement	Hoja	Santa Isabel	+

Hojas, tallos provenientes de plantas en estados reproductivos R5 y R6

## 5. DISCUSIÓN

### 5.1 ARTRÓPODOS PLAGA

#### 5.1.1 ORDEN COLEÓPTERA

Las especies de coleópteros identificados en las localidades de Adjuntas, Juana Díaz e Isabela en el cultivo de soya fueron el escarabajo perforador de la habichuela, *Cerotoma ruficornis*, el escarabajo perforador verdoso, *Diabrotica graminea*, y el escarabajo perforador americano, *Systema basalis*. Estos crisomélidos no ocasionaron daños severos en soya. El escarabajo americano en la localidad de Adjuntas provocó perforaciones de las hojas, cuando sus poblaciones se incrementaron a ocho especímenes por cada cinco plantas. En la literatura no se han reportado umbrales de daño de crisomélidos en soya, por lo que sería importante determinar los posibles efectos en cada una de las etapas fenológicas del cultivo en futuras investigaciones. Sin embargo, mediante análisis matemáticos se ha estimado la tasa de alimentación de los adultos de *C. trifurcata*, concluyendo que un posible daño económico puede ser ocasionado por 6.5 adultos /planta en estados reproductivos R4 en el cultivo de soya (Kogan, 1976). Los umbrales económicos de *C. ruficornis* en el cultivo de habichuela son de tres insectos por planta (López et al., 1985). De los otros dos géneros de crisomélidos identificados, se mencionan a *D. speciosa* como una plaga defoliadora de importancia económica en Brasil, mientras *S. basalis* es una plaga de importancia en el cultivo de habichuela en Cuba (Ávila y Parra, 2002; Chiang et al., 1987). Es importante conocer el posible daño potencial de estos coleópteros, en sistemas de monocultivo en Puerto Rico. En este estudio no se observó un daño cuantificable, sin embargo con un incremento en las siembras de soya estos insectos podrían convertirse en plagas

defoliadoras de importancia económica. Este es el primer reporte de *S. basalis* atacando la soya en Puerto Rico, ya que en estudios anteriores únicamente ha sido reportado en habichuela (Matorell, 1976).

### 5.1.2 ORDEN THYSANOPTERA

Las especies de trípidos del suborden Terebrantia, identificadas en las localidades de Adjuntas, Isabela y Juana Díaz fueron las siguientes: *Frankliniella cefálica*, *F. gossypiana*, *F. insularis*, *F. schultzei*, *Caliothrips phaseoli*, *Neohydatothrips inversus*, *Rhamphothrips* sp, *Scirtothrips dorsalis* y *Thrips palmi*. Las especies de *F. cefálica* y *Rhamphothrips* sp. son un nuevo reporte para el cultivo de soya en Puerto Rico, mientras que las especies *F. gossypiana* y *C. phaseoli* son un nuevo récord en la isla. *Frankliniella gossypiana* ha sido reportada en habichuela en Estados Unidos, México, Nicaragua, Perú (Maes, 2008). También se ha reportado en hojas y flores de *Ipomoea*. *Caliothrips phaseoli* ha sido identificada en soya en México y se ha reportado como una plaga menor en habichuela en Estados Unidos (Arizona y California), Cuba, México, Panamá, Costa Rica, Brasil, Perú, Ecuador, Paraguay, Uruguay y Argentina (Irwin et al., 1979; Mound y Marullo, 1996). El trípido de las cucurbitáceas, *T. palmi*, fue la especie más común para las tres localidades examinadas, mientras que *F. schultzei*, fue identificado con mayor abundancia en Juana Díaz. Estos dos trípidos, *T. palmi* y *F. schultzei*, son vectores de Tospovirus. En adición, *F. schultzei* es vector del virus del rayado del tabaco (Tobacco streak virus TSV) y el virus de las manchas anilladas del tabaco (Tobacco ringspot virus, TRSV) en soya (Mound, 2002; Almeida et al., 1991). Solamente se observaron plantas con síntomas de virosis no identificadas en las localidades de Juana Díaz e Isabela. Los thysanopteros no ocasionaron ningún daño

directo a las plantas durante los dos ciclos de evaluación. Sin embargo, el daño indirecto de especies de trípodos pudo estar relacionado a la transmisión de enfermedades virales.

### **5.1.3 ORDEN LEPIDOPTERA**

Las especies identificadas en el cultivo de soya fueron el gusano pega hoja, *Omiodes indicata*, el gusano de franjas amarillas, *Spodoptera ornitogalli* y el enrollador de las hojas de habichuela, *Urbanus proteus*. En las tres localidades evaluadas fueron plagas ocasionales a excepción del gusano pega hoja, que en la localidad de Isabela su incidencia fue mayor en los meses de lluvia. Al igual que las otras especies descritas anteriormente, no se han reportado los umbrales de daño económico para estos lepidópteros. Sin embargo, han sido mencionados como plagas de importancia económica para el cultivo de soya en las Américas (Díaz, 2002; Fasulo, 1996). En la localidad de Juana Díaz se observó que una larva de *Spodoptera* sp. por planta, podía ocasionar una reducción del área foliar en un rango de un 50 a 80%, afectando el proceso fotosintético que se encuentra ligado en forma directa al rendimiento del cultivo. Sería de suma importancia conocer el umbral de daño económico para poder establecer las mejores estrategias de control, así como identificar las especies de *Spodoptera* envueltas en el consumo de follaje en futuras investigaciones.

#### 5.1.4 ORDEN HEMÍPTERA

Las especies de hemipteros identificadas fueron las siguientes: la chinche verde apestosa, *Nezara viridula* y la mosca blanca, *Bemisia* sp. La chinche verde apestosa fue encontrada ocasionalmente en las tres localidades evaluadas, sin embargo, es importante considerar su presencia y realizar un continuo monitoreo, ya que es una de las principales plaga en soya a nivel mundial (Todd, 1989). La mayor cantidad de adultos de mosca blanca (*Bemisia* sp.) atrapados se observaron en la localidad de Isabela seguida de Juana Díaz, mientras que en la localidad de Adjuntas el número de especímenes colectados fue bajo. No se observaron daños directos considerables de mosca blanca, sin embargo, el principal daño indirecto fue ocasionado por una partícula viral del grupo de Carlavirus, que se presentó en las localidades de Isabela y Juana Díaz. No se observó una correlación entre los adultos de mosca blanca y la incidencia de Carlavirus. En Juana Díaz se observó la mayor incidencia (40%) en los lotes experimentales adyacentes a cucurbitáceas (sandía y calabaza). Se presume que la migración de adultos de mosca blanca de las cucurbitáceas incremento la población de especies virulentas; así como el tipo de transmisión no persistente pudo incrementar el número de plantas enfermas. La mosca blanca tiene la capacidad de transmitir alrededor de 40 fitovirosis diferentes dentro de los grupos: Carlavirus, Luteovirus, Nepovirus, Potyvirus, Closteovirus y Begomovirus (Giuliana y Lourenchao, 2002) y las cucurbitáceas actúan como plantas hospederas de mosca blanca (Cock, 1986). El carlavirus es una nueva enfermedad en Puerto Rico, por lo cual es importante realizar trabajos enfocados a la interacción mosca blanca-patógeno-hospedero. De igual forma es indispensable conocer los biotipos de mosca blanca que se encuentran afectando el cultivo de soya, ya que en Brasil el biotipo B ha sido reportado como el vector de

Carlavirus (Almeida et al., 2005). Otra consideración importante es establecer la mejor estrategia de manejo integrado de mosca blanca con el objeto de disminuir la incidencia de la enfermedad en campo. Se ha observado mayor susceptibilidad de ciertas líneas de soya, lo que afectaría directamente a los viveros de las empresas semilleras de la isla.

## **5.2 TÉCNICAS DE MUESTREO**

La mejor técnica de muestreo para especímenes adultos del orden coleóptero (escarabajos perforadores) fue la visual en comparación con la red entomológica y la de paño, en las tres localidades evaluadas. Con la técnica visual se pudo estimar el número de larvas y daño ocasionado por especies de lepidópteros (gusanos pega hoja) así como la presencia ocasional de hemípteros (chinchas). Aunque las tres técnicas de muestreo se mencionan como las más efectivas en el cultivo de soya (Kogan y Herzog, 1980), solamente la red entomológica fue eficiente en la colecta del escarabajo perforador americano, *Systema basalis*, en la localidad de Adjuntas principalmente en los estados reproductivos R1-R5 de soya, en la parcela sin aplicación de insecticida. Las limitantes para el uso de la red entomológica fueron: los vientos fuertes, el tamaño pequeño de las plantas y las densidades poblacionales bajas en las localidades de Isabela y Juana Díaz. Existe evidencia de otras técnicas de muestreo para coleópteros, como por ejemplo el uso de cajas, aspiradoras, succionadores y diferentes tipos de redes entomológicas (Kogan y Herzog, 1980). Sería de utilidad evaluar otras técnicas de muestreo para las condiciones de Puerto Rico, con el objeto de poder estimar densidades poblacionales más exactas.

## 5.3 DINÁMICA POBLACIONAL

### 5.3.1 ORDEN COLEOPTERA

El escarabajo perforador americano *S. basalis* fue el coleptero más abundante en la localidad de Adjuntas durante el primer ciclo de evaluación en los muestreos 1 6 y 7 (17 de Febrero, 22 y 30 de marzo del 2007, respectivamente), mientras que *C. ruficornis* fue más abundante en los muestreos 4 y 5 (10 y 17 de marzo del 2007). Las densidades poblacionales para las dos especies fueron de cuatro insectos por cada cinco plantas. En el segundo ciclo de evaluación *S. basalis* fue el crisomélido más abundante con poblaciones de hasta ocho insectos por cada cinco plantas, a excepción del muestreo 14 (1 de agosto del 2007), en donde *C. ruficornis* incrementó su densidad poblacional a cuatro insectos por planta. La abundancia de *S. basalis*, en el segundo ciclo de siembra se pudo deber principalmente al incremento de la temperatura del aire durante los meses de marzo y abril del 2007 ya que la temperatura promedio del aire en el primer ciclo de siembra fue de 20°C, mientras que en el segundo ciclo fue de 23°C. Chiang Lok, et al. (1987), menciona que aumentos de temperatura acortan el ciclo de vida de *Systema basalis*. Por tal motivo su presencia fue más notoria en los meses de junio y julio del 2007. En América latina se ha reportado a *Systema* sp., *Diabrotica* sp y *Andrector* sp., como el “complejo de crisomélidos” masticadores de follaje en habichuela (Cardona, 1982). El escarabajo verdoso, *Diabrotica graminea* se observó en los dos ciclos de siembra en densidades poblacionales casi nulas. Varios autores han encontrado que varias especies del género *Diabrotica*, tienen preferencia por el cultivo de habichuela, que fue la leguminosa sembrada en forma adyacente a las parcelas experimentales a la soya (Avila y Parra, 2002; Viteri et al., 2006). Las densidades poblacionales de los coleópteros identificados fueron bajas durante los dos ciclos de siembra a excepción del

muestreo 14, en donde se observó un daño reducido en el follaje, causado por *Systema basalis*.

En la localidad de Isabela, el escarabajo perforador de la habichuela, *Cerotoma ruficornis*, fue el crisomélido común en todas las evaluaciones durante la primera etapa de siembra (febrero a marzo 2007) con densidades poblacionales de hasta tres insectos por cada cinco plantas. La temperatura promedio del aire fue de 25°C, acorde con lo reportado para el desarrollo de este espécimen (López et al. 1985). Su preferencia fue mayor por plantas de habichuela sembradas en forma adyacente, en donde su densidad poblacional fue más notoria. En el segundo ciclo de evaluación (mayo a junio 2007) fue observado ocasionalmente en los últimos muestreos, siendo más común encontrar especies del orden lepidóptero.

En la localidad de Juana Díaz, el escarabajo perforador de la hoja de habichuela, *Cerotoma ruficornis* y el escarabajo verdoso, *Diabrotica graminea*, se observaron raramente durante los dos ciclos de evaluación. Esto se debe a que Juana Díaz es un área seca, con poca vegetación y que por condiciones de manejo, los suelos están descubiertos antes de una siembra. Los coleópteros son más abundantes en zonas húmedas, en donde la vegetación les provee de alimentación (Jolivet y Verna, 2002). La zona de Adjuntas tiene una mayor humedad que Isabela y Juana Díaz, así como posee una mayor biodiversidad lo que hizo posible encontrar el mayor número de coleópteros en el cultivo de soya.

### 5.3.2 ORDEN THYSANOPTERA

La densidad poblacional de los trips fue excesivamente baja, y no se observó daño físico del follaje en las tres localidades evaluadas. En la localidad de Adjuntas, el número de trips observados vario entre los tratamientos con insecticida y sin insecticida. En la parcela con insecticida únicamente se colectaron dos especies de la familia Terebrantia en hojas y una especie del suborden Tubulífera en flores, durante los dos ciclos de evaluación. En las parcelas sin insecticida se observaron 20 especies del orden Terebrantia y dos especies del orden Tubulífera durante los dos periodos de evaluación. Esto sugiere un posible efecto negativo en la densidad poblacional de los insecticidas endosulfan y azadiractrina durante los dos ciclos de siembra. En el primer periodo (febrero-marzo 2007), *Thrips palmi* fue la especie más comúnmente observada con densidades poblacionales de hasta tres trips por cada 10 plantas y en el segundo periodo (junio a julio 2007) de evaluación *Neohydatothrips inversus*, alcanzó una densidad poblacional de un tripido por cada dos plantas. Las especies del suborden Tubulífera alcanzaron poblaciones de hasta un tripido por cada cinco plantas y *Frankliniella schultzei* se encontró un tripido por cada 10 plantas. Si bien los rangos de temperatura máxima (30°C) y mínima (15°C), fueron óptimos para el desarrollo de trips se presume que las poblaciones bajas pudieron estar relacionadas a un proceso de adaptación de los artrópodos, debido a que en Adjuntas las siembras con fines experimentales de soya se han retomado después de 20 años (USDA, 1976). La disponibilidad de hospederos alternos como habichuela y malezas de la familia malvaceae, leguminosas, y gramínea, que se desarrollaron alrededor de las parcelas experimentales pudo haber sido un factor clave en la disminución de la densidad poblacional. Las lluvias frecuentes y fluctuaciones poblacionales de enemigos naturales

se reportan como posibles factores que pueden disminuir las poblaciones (Ripa et al. 2002). Estas variables que puedan relacionarse a la dinámica poblacional de los Thysanóptera es necesaria estudiarlas en futuras investigaciones.

En la localidad de Isabela, *Thrips palmi* fue el trípido más abundante en hojas y flores durante los dos ciclos de evaluación en el lote con tratamiento de insecticida (62 especímenes) y sin tratamiento de insecticida (42 especímenes) con poblaciones de hasta un trípido por planta. *Frankliniella schultzei* (2 especímenes) se colectó en flores del tratamiento con insecticida. *Scirtothrips dorsalis* (1 espécimen) y especies del suborden Tubulifera (2 especímenes) fueron colectados en las parcelas sin insecticida. En los dos ciclos de evaluación se observó mayor cantidad de thysanopteros en los tratamientos con insecticida, debido posiblemente a la mayor presencia de malezas de la familia, ciperáceas, gramíneas, leguminosas y malváceas, en comparación con el tratamiento que no tenía insecticida. En general los thysanópteros se los encontró en mayor número en las flores. Las temperaturas máxima (32°C) y mínima (30°C) en los dos ciclos de evaluación estuvieron en el rango de crecimiento de trípidos, según lo indicado por Lewis (1973). En los muestreos 11, 12, 13 y 14 (mayo 2007), las lluvias excesivas disminuyeron las poblaciones hasta niveles de cero trípidos por planta para ambos tratamientos (insecticida y no insecticida). En Brasil, Almeida y Corso (1991), reporta disminuciones poblacionales de *Frankliniella schultzei* para el cultivo de soya en épocas de mayor cantidad de lluvia acumulada.

En la localidad de Juana Díaz, se observó una similitud en las densidades poblacionales para los dos tratamientos colectándose una mayor cantidad de especies en la parcela sin insecticida. En hojas se desarrollaron poblaciones de *F. schultzei*, *F. gossypiana*, *T. palmi*, *Rhamphothrips* sp., y *Caliothrips phaseoli*, mientras que en flores se encontraron las siguientes especies: *F. schultzei*, *F. insularis*, *F. gossypiana*. *Thrips*

*palmi* y *Tubulifera* sp. *Frankliniella schultzei*, fue el thysanoptero más abundante en flores con poblaciones de hasta dos insectos por planta. En las dos parcelas (con y sin aplicación de insecticida) se colectaron 50 especímenes, lo puede considerarse bajo en relación a los números reportados en otros países (100 trípido/planta) (Reitz, 2003). En Puerto Rico *F. schultzei* ha sido reportado en tomate y cebolla (Mound, 2005; Feliciano, 2007). Estos cultivos comúnmente sembrados en Juana Díaz, no estuvieron presentes en zonas cercanas a la soya. Sin embargo, las poblaciones de *F. schultzei* fueron elevadas en comparación a las localidades de Adjuntas e Isabela. Las poblaciones del trípido de las hortalizas, *T. palmi*, fueron bajas en soya debido posiblemente a siembras de cucurbitáceas (sandía y calabaza) adyacentes al experimento, hospederos preferidos del trípido. Es importante establecer monitoreos de las especies *C. phaseoli* y *F. gossypiana*, ya que son nuevos reportes en la isla con potencial de causar mayores daños económicos asociados a su establecimiento y proliferación (Morse y Hoddle, 2006). Si bien las condiciones secas de Juana Díaz y la temperatura máxima (32° C) y mínima (20° C) fueron óptimas para el desarrollo de poblaciones de trípido, en los muestreos 13 y 14 (segunda evaluación) ocurrieron lluvias excesivas lo cual disminuyó dramáticamente las poblaciones de trípido. Esto afectó a *C. phaseoli* que es una especie común en los meses de octubre y noviembre en el cultivo de soya en Puerto Rico (Cabrera, com. pers.).

En general, la densidad poblacional de trípido fue mayor en la localidad de Juana Díaz, por ser una zona más seca y con menos precipitación. En Isabela se pudo observar mayor número de *T. palmi* tanto en hojas como en flores, que pudo estar relacionado con una mayor superficie cultivada de soya y ausencia de cucurbitáceas.

### 5.3.2.1 PROPORCIÓN DE SEXOS

En la localidad de Adjuntas, *N. inversus* y *T. palmi* se observaron en las hojas, suponiendo su preferencia de alimentación por los jugos foliares (Lewis, 1973). *Neohydatothrips* sp. ha sido reportado en soya en Brasil y se halla distribuido en el Caribe con reportes en las islas de Puerto Rico, Dominica y Trinidad, en varios hospederos (Medina et al., 2003; Monteiro, 2001; Mound y Marullo, 1996). La relación machos a hembras de *Neohydatothrips* sp. fue 5:2. La mayor cantidad de machos pueden estar relacionados a condiciones ambientales favorables como altitud y temperatura presentes en Adjuntas así como el tipo de reproducción para cada especie de tripsidos, lo que sería de suma importancia determinar en investigaciones futuras. A diferencia de *N. inversus*, la proporción de sexos de *T. palmi* fue de un macho por siete hembras. En flores se identificaron las siguientes especies de tripsidos: *F. cefalica* y *F. schultzei*, siendo la relación machos a hembras de 1:1 y 0:2, respectivamente. *Frankliniella cefalica* ha sido reportada en el Caribe, Florida (EU), México, Bermuda y Colombia, en cultivos tales como: mango, algodón, gandúl, y chícharos (Medina et al., 2003; Matorell, 1976). *Frankliniella schultzei* ha sido reportado en soya como el principal vector del virus del rayado del tabaco en Brasil (Almeida y Corso, 1991). En Puerto Rico se reporta *F. schultzei* en hojas y flores de tomate, cebolla y crisantemo (Matorell, 1976). *Rhamphothrips* sp., se observó en hojas y flores de soya con una proporción macho a hembra de 0:2. Este género es originario de Oriente y comprende alrededor de 10 especies, entre ellas *R. pradens* que ha sido reportado en varios cultivos en la República Dominicana (Mound y Marullo, 1996). Los especímenes colectados en Adjuntas y Juana Díaz, presentaron las siguientes características morfológicas: 3 pares de setas ocelares, el pronoto en igual proporción de largo y ancho y el esternito VII

tiene un par de setas medias que se encuentra separadas, características que no concuerdan con las descritas para *R. pradens* (Mound y Marullo, 1996). Es importante identificar la especie del ejemplar de *Rhampthothrips* para poder conocer su biología, comportamiento y posibles hospederos alternos.

En la localidad de Isabela, se identificó a *Thrips palmi* como la especie más frecuente en hojas y flores. Las proporciones macho-hembra en hojas fueron de 1:6 para la parcela con insecticida, y 7:30 para la parcela sin insecticida, que guardan cierta similitud con las observadas en la Estación de Adjuntas (1:7). Para el caso de flores la relación macho-hembra fue de 1:9 para los dos tratamientos. Según lo reportado en otras especies de trípidos es de suponer que las condiciones de altitud y temperatura se encuentran relacionadas con el número de machos colectados, y que los hábitos alimenticios del espécimen puede ser de jugos foliares y/o florales, a diferencia de Adjuntas en donde fue un trípido que se encontró únicamente en el follaje. Se podría pensar que en Isabela existe mayor cantidad de enemigos naturales que hace que el espécimen viva y se desarrolle en las flores, que le sirve como nicho de protección. Se identificó un espécimen hembra de *S. dorsalis* en hojas el cual ha sido reportado como una plaga en pimientos picantes en India y de fresas en Australia (Moritz et al., 2004). Debido a que *S. dorsalis* es una nueva especie encontrada en soya, es indispensable su constante monitoreo ya que podría convertirse en una plaga de importancia económica. En flores se identificaron tres especímenes hembras de *F. schultzei*, lo cual guarda relación con la proporción encontrada en la localidad de Adjuntas.

En Juana Díaz *Thrips palmi* y *Frankliniella schultzei* fueron la especies mas predominantes en hojas y flores (Mound, 2005). La proporción de sexos para *Thrips palmi* fue de un macho por cuatro hembras, similar para las observadas en Isabela y Juana Díaz. Para *Frankliniella schultzei* se colectaron mayor cantidad de machos en

hojas 1♂:2♀ parcela sin insecticida (SI) y 2♂:0♀ parcela con insecticida (CI). En flores se observó una relación macho a hembra de 11:39 SI y 6:19 CI. Se presume que las condiciones climáticas, edáficas y ecológicas de Juana Díaz son las más óptimas para producción de machos de este espécimen. De igual forma la mayor disponibilidad de hospederos alternos como tomate y cebolla pudieron ser las causas que explican la mayor cantidad de especímenes encontrados en comparación a las otras localidades (Feliciano, 2007). Se colectó un espécimen hembra de *C. phaseoli*, reportado en siembras de soya en el Valle de Yaqui en México y como una plaga menor en habichuela en Estados Unidos y países de América Latina (Irwin et al., 1979; Mound y Marullo, 1996). En colectas realizadas en el año 2006, únicamente se observaron especies hembras, lo que sugiere una posible reproducción partenogénica tipo thelotoky para este espécimen (Lewis, 1973). En flores se colectó un espécimen hembra de *F. insularis*, que ha sido reportado en soya, gandul, brócoli, crotalaria, y calabaza (Cabrera et al., 2006; Matorell, 1973). El trípido, *F. gossypiana* fue observado en hojas (1♂:0♀) y flores (3♂:5♀), y al igual que *F. schultzei*, se observó una proporción considerable de machos, lo que supone que las condiciones de temperatura son óptimas para su desarrollo. No se observó la presencia de este espécimen en las localidades de Juana Díaz e Isabela, a pesar que ha sido reportado en habichuela en varios países (Maes, 2007).

### 5.3.3 ORDEN LEPIDOPTERA

En la localidad de Adjuntas se observó ocasionalmente a *Spodoptera ornitogalli*, sin ocasionar un daño severo en las plantas de soya, esto quizás se debe a que el nicho ecológico estuvo mayormente ocupado por coleópteros. En la localidad de Isabela, el

gusano pega hoja *Omiodes indicata* fue observado en el muestro siete (marzo 2007) y los muestreos 13 y 14 del segundo período de evaluación (mayo 2007), con poblaciones de hasta ocho larvas por cada 5 plantas que fueron los meses de mayor cantidad de lluvias durante los dos ciclos de evaluación, lo que concuerda con lo reportado en evaluaciones preliminares realizadas en Puerto Rico para esta localidad (Cabrera et al., 2006). Se determinó que en Juana Díaz, la mayor incidencia de gusanos de hoja (*Spodoptera* sp.) se observó en el mes de octubre del 2007 con densidades de una larva por planta, que al igual que Isabela fue en la época de mayor pluviosidad.

#### **5.3.4 ORDEN HEMÍPTERA**

En la localidad de Adjuntas, la población de adultos de mosca blanca fue baja durante las dos evaluaciones debido a que las condiciones extremas de humedad relativa pudieron afectar la supervivencia de los estados inmaduros (Horowitz et al., 1984). La temperatura mínima de 15°C pudo afectar la emergencia a estado de pupa reduciendo el número de adultos por generación en el primer ciclo de evaluación durante los meses de marzo a abril 2007. Se ha reportado que temperaturas bajo los 17°C afectan el desarrollo de estados inmaduros (Coudriet et al., 1985). La alta precipitación pudo ser un factor negativo para el desarrollo de las poblaciones durante el segundo ciclo de evaluación (junio y julio, 2007) (Horowitz, 1986).

En Isabela, el mayor el número de adultos de *Bemisia* sp. colectados fue durante el mes de marzo con valores de hasta 18 adultos por trampa en la parcela sin insecticida. En el primer ciclo de siembra se observó un posible efecto insecticida significativo de esfenvalerato (muestreo 4) y no significativo de endosulfan (muestreos 6 y 7). En el segundo ciclo de evaluación en los muestreos 10 y 11 (mayo 2007) se observa un mayor

número de adultos de mosca blanca en el tratamiento con insecticida, en comparación con el muestreo nueve. Este aumento en la población puede ser atribuido al excesivo desarrollo de malezas de las familias, ciperáceas, gramíneas, malváceas y leguminosas que pudieron ser hospederos alternos de mosca blanca que luego migraron en condiciones favorables hacia la soya (Cock, 1986; Mound y Hasley, 1978). En los últimos muestreos no se observó diferencias en el número de adultos colectados por trampa en las parcelas con y sin aplicación de insecticida, que puede ser atribuida a los hospederos alternos, lluvias ocurridas en el mes de mayo y/o condiciones elevadas de humedad relativa. La temperatura mínima (20° C) y máxima (30° C) fueron adecuadas para el desarrollo de mosca blanca durante los dos ciclos de evaluación.

En la localidad de Juana Díaz, las densidades poblacionales fueron bajas en comparación con Isabela. Las temperaturas mínima (20° C) y máxima (30° C) estuvieron dentro del rango óptimo para el desarrollo de poblaciones de acuerdo a lo reportado en la literatura (Butler et al., 1983). En el segundo ciclo de evaluación la pluviosidad excesiva y la ausencia de hospederos, pudieron haber sido variables importantes en la disminución de la cantidad de adultos colectados. En futuras investigaciones sería importante evaluar la migración de la mosca blanca de cultivos adyacentes y/o malezas hospederas externas. En la localidad de Juana Díaz si bien las poblaciones fueron bajas, el daño indirecto de mosca blanca, como transmisora de *Carlavirus*, fue mayor cuando las parcelas experimentales fueron sembradas en forma adyacentes a cucurbitáceas, que según la literatura son plantas hospederas de mosca blanca (Cock, 1986).

## 5.4 ENFERMEDADES

En general las enfermedades encontradas en soya, no alcanzaron una severidad alta durante los tres años de evaluación en las tres localidades. Se confirmó la presencia de cinco patógenos de importancia en el cultivo de soya: *Sclerotium rolsfii*, *Cercospora sojina*, *Peronospora manshurica*, *Xanthomonas campestris* pv. *glycines* y una enfermedad causada por Carlavirus. Estos patógenos se han reportado a nivel mundial causando daños considerables por lo que podrían convertirse en problemas en el cultivo de soya en Puerto Rico (Sinclair, 1989; Almeida et al., 2005).

*Sclerotium rolsfii*, en soya causó marchitamiento y muerte de plántulas en estados vegetativos V1-V3 y fue observada en los meses de junio de 2007 en Adjuntas, en febrero 2007 en Isabela y en agosto de 2007 en Juana Díaz. La temperatura promedio en las localidades se encontraron en los 25° C, o sea cerca del rango óptimo para el desarrollo de la enfermedad (25 - 35° C) (Sinclair, 1989). En Adjuntas e Isabela, la enfermedad se observó tanto en época seca como lluviosa mientras que en Juana Díaz, se presentó en los meses con mayores lluvias favorecido por los altos niveles de humedad en el suelo y bajo el follaje. Los daños en campo fueron mínimos durante el periodo de evaluación. Sin embargo, es importante considerar que la fuente de inóculo primario fueron esclerocios en el suelo y de inóculo secundario el micelio proveniente de residuos del cultivo anterior.

*Cercospora sojina* en Juana Díaz fue observada en los meses de marzo y abril de 2006 y de febrero de 2007, bajo las siguientes condiciones climáticas: temperaturas promedio de 25 y 27° C, y precipitaciones elevadas. En los meses de enero y febrero del 2007, (época seca) la incidencia fue muy baja (1%). El inóculo primario mayormente proviene de semillas infectadas con el patogeno (Sinclair, 1989), y los síntomas fueron visibles

en estados reproductivos R5 y R6. En Adjuntas se observó en el mes de abril de 2007, donde la temperatura promedio fue de 23° C con lluvias moderadas. En Isabela únicamente fue observada en lotes adyacentes a los experimentos, en líneas susceptibles con una incidencia de hasta un 10% en los meses de marzo y mayo del 2007, caracterizadas por elevadas precipitaciones y temperaturas promedios de 25° C. Debido al monocultivo de soya en Isabela, el inóculo primario puede mantenerse por residuos de material infectado presentes en campo. Se puede presumir que las precipitaciones excesivas fueron importantes para el desarrollo de la enfermedad, en las tres localidades.

El añublo lanoso, *Peronospora manshurica*, se observó únicamente en la localidad de Isabela en los meses de mayor pluviosidad. En el año del 2006 la incidencia fue del 5%, con precipitaciones de cerca de 25 cm, por mes, mientras que en el 2007, la incidencia disminuyó al 1%, y la precipitación fue de 30 y 8 cm para los meses de mayo y junio, respectivamente. Se observó que en la mayoría de los meses del año 2006 se presentó una mayor humedad en el ambiente, por lo que la incidencia fue mayor. Las temperaturas máxima (30° C) y mínima (23° C), estuvieron dentro del rango óptimo para la esporulación del patógeno (10 - 30° C) (Lim, 1978), aunque la temperatura promedio del aire fue de 27° C, estando sobre los valores del óptimo para una diseminación rápida, por lo que quizás la incidencia en campo no fue muy severa.

Otra enfermedad de climas tropicales (Sinclair, 1989) identificada en lotes comerciales en Isabela fue la pústula bacteriana, *Xanthomonas campestris* pv. *glycines*, con una incidencia menor al 5%. A simple vista se puede confundir con *Cercospora* sp, pero bajo el estereoscopio se observó la presencia de bordes cloróticos alrededor de las lesiones, lo cual nunca está presente en las manchas asociadas a *Cercospora sojina* (Mengistu, 2002).

No se presentó infección natural de la roya de la soya en la línea 2053A durante los dos años de monitoreos, a pesar de que en la localidad de Adjuntas se observó la sintomatología en los hospederos: *Phaseolus lunatus*, *Lablab purpureus* L., *Mucuna pruriens*., *Crotalaria pallida*. y *Jiacama* sp. ubicados en siembras adyacentes a las parcelas experimentales. Se confirmó mediante PCR la presencia de la roya americana *Phakopsora meibomia*e en estas leguminosas (Estévez et al., 2006).

El virus del ennegrecimiento del tallo fue observado en Isabela, Juana Díaz y Santa Isabel. Esta enfermedad ha sido reportada en Brasil, Kenia, Ghana, Tailandia, Malasia, Nigeria e India (Brunt et al, 1973; Jeyanandrarajah, 1993). En Juana Díaz, se observó una incidencia de hasta un 40%, cuando los lotes experimentales fueron sembrados cerca de siembra de cucurbitáceas (sandía y calabaza) en contraste con Isabela donde la incidencia fue menor (5% y 10%). Posiblemente la migración de mosca blanca desde cultivos de cucurbitáceas adyacentes al lote experimental incrementó el número de plantas infectadas. Se ha reportado que la interacción de virus transmitidos por mosca blanca en zonas tropicales producen síntomas más severos (Ramírez et al., 1996). En Juana Díaz siembras aisladas de soya mostraron una incidencia no mayor del 5% en meses con abundantes lluvias. Otra consideración importante es que existen líneas con mayor susceptibilidad. En siembras comerciales de Santa Isabel la incidencia varió entre el 25 al 100%. En soya, aproximadamente el 50% de las semillas provenientes de plantas enfermas fueron de mala calidad. Los daños observados fueron: rugosidad, manchas y deformaciones. Sería importante realizar estudios sobre la interacción con patógenos que pueden estar asociados a la mala calidad de semilla. En las pruebas de patogenicidad no se observó ningún tipo de reacción local o sistémica del maní forrajero, calabaza, tomate y habichuela al virus, lo que concuerda con el reporte preliminar de Brasil (Almeida et al., 2005).

## 6. CONCLUSIONES

- El escarabajo perforador americano, *Systema basalis* fue el artrópodo plaga más abundante en soya, en la localidad de Adjuntas, mientras que *Omiodes indicata* y *Spodoptera* sp., fueron las plagas de mayor importancia en Isabela y Juana Díaz, respectivamente.
- En el área norte, *Thrips palmi* fue la especie predominante en hojas y flores, mientras que en el área sur *Frankliniella schultzei* fue la especie más abundante en flores.
- *Frankliniella gossypiana* y *Caliothrips phaseoli*, no han sido reportados en el cultivo de soya siendo un nuevo record y reporte para Puerto Rico.
- La mejor técnica de muestreo para coleópteros, lepidópteros y hemípteros fue la visual en comparación con la red entomológica y el paño. Sin embargo, en poblaciones altas de crisomélidos se recomendaría la utilización de la red entomológica.
- El mayor daño visible de lepidópteros en Isabela fue causado por el gusano pega hoja, *Omiodes indicata*, mientras que en Juana Díaz fue por *Spodoptera* sp.
- Las principales enfermedades de importancia económica, en Puerto Rico que se encuentran afectando el cultivo de soya son causadas por: *Sclerotium rolsfii*, *Cercospora sojina*, *Peronospora manshurica*, *Xanthomonas campestris* pv. *glycines* y *Carlavirus*.
- No se detectó la roya asiática de la soya, *Phakopsora pachyrhizi*, en la línea Monsanto 2053 A durante los dos años de evaluaciones.
- En las localidades de Isabela, Juana Díaz y Santa Isabel se identificó una nueva enfermedad causada por una partícula viral dentro del género de *Carlavirus*.

## 7. RECOMENDACIONES

- Evaluar el umbral de daño económico para coleópteros y lepidópteros identificados en Puerto Rico.
- Reevaluar el control de insectos en soya en base a su identificación correcta.
- Evaluar las condiciones ambientales que favorecen a *Caliothrips phaseoli*, debido a que se observó su incremento durante los meses de octubre y noviembre del 2006 en Juana Díaz, Puerto Rico.
- Evaluar el efecto de condiciones edáficas, climáticas y hospederos alternos en la dinámica poblacional de trípidos que afectan el cultivo de soya.
- Utilizar técnicas moleculares para corroborar la identificación taxonómica de trípidos.
- Coleccionar nuevos especímenes de *Rhamphothrips* sp. para identificar la especie, ya que sería un nuevo record en Puerto Rico.
- Identificar los biotipos de mosca blanca que afectan el cultivo de soya en Puerto Rico.
- Puerto Rico es un lugar ideal para viveros de invierno por la aparente baja incidencia y severidad de enfermedades en la soya.
- Evaluar la interacción mosca blanca - carlavirus con el objeto de determinar: tiempo de adquisición e inoculación de la partícula viral en el hospedero. Evaluar incidencia y severidad de líneas susceptibles vs. líneas resistentes a Carlavirus.
- Evaluar plagas y enfermedades asociadas a las semillas de soya.
- En un trabajo pionero para futuras investigaciones de Manejo Integrado de Plagas.

## 8. LITERATURA CITADA

Agricultural Statistics Board, 2008 (NASS, United States Department of Agriculture USDA) <http://usda.mannlib.cornell.edu/usda/current/CropProd/CropProd-02-08-2008.pdf>

Alabi, O.Y., J.A.Odebiyi y L.E. Jackai. 2003. Field evaluations of cowpea cultivars (*Vigna unguiculata* (L) Walp) for resistance to flowers bud thrips *Megalurothrips sjostedti* Trybom) (Thysanoptera: Thripidae). *International Journal of Pest Management*. 49(4):287-291.

Almeida,, A.M.R., F. Piuga, S. Marín, E.W. Kitajima, J. Gaspar, T.G.Oliveira y T.G Moraes. 2005. Detection and partial characterization of a Carlavirus causing stem necrosis of soybean I Brazil. *Fitopatol Bras*. 30(2):191-194.

Almeida, A.M.R y I. Corso. 1991. Effect of sowing time on the incidence of bud blight in soybean (*Glycine max* L. Merr). *J. Phytopathology* 132:251-257.

Álvarez, E., E.J. Braun y D.C. McGee. 1995. New assays for detection of *Pseudomonas syringae* pv. *glycinea* in soybean seed. *Plant Dis*.79:12-14.

Arnett, R.H. Jr., M.C. Thomas, P.E. Skelley y J.H. Frank. (editors). 2002. American Beetles, Volume II: Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea. CRC Press. 861 pp.

Ávila, C. y J.R. Parra. 2002. Desenvolvimento de *Diabrotica speciosa* (Germar) (Coleoptera: Chrysomelidae) em diferentes hospedeiros. *Ciencia Rural*. 32(5):739-743.

Backman, P.A., D.B. Weaver y G. Morgan-Jones. 1985. Soybean Stem canker: An emergency disease problem. *Plant Dis*. 69(8):641-647.

Baird, R.E., B.G. Mullinix, A.B. Peery y M.L.Lang. 1997. Diversity and Longevity of the soybean debris Mycrobota in a No-Tillage System. *Plant Dis*. 81:530-534.

Balsbaugh, E.U. y K.L. Hays. 1972. The Leaf beetles of Alabama (Coleoptera: Chrysomelidae). Auburn University Agricultural Experiment Station Bulletin 441:1-223.

Barnett, H.L., y B. Hunter. 1998. Illustrated Genera of Imperfect Fungi. American Phytopathological Society 4<sup>th</sup> ed. St. Paul, Minnesota. 218 p.

Barreto, D., B. Stegman de Gurfinkel y C. Fortugno. 1995. Races of *Phytophthora sojae* in Argentina and reactions of Soybeans cultivars. *Plant Dis*. 79:599-600.

Belanger, R., W.R. Bushnell, A.J. Dick y T.W. Carver. 2002. The Powdery Mildews. A comprehensive Treatise. American Phytopathological Society. 292 pp.

- Bijaisoradat, M., C.W. Kuhn y C.P. Benner. 1988. Disease reactions, resistance, and viral antigen in six legume species infected with eight isolates of Peanut Mottle Virus. *Plant Dis.* 72:1042-1046.
- Bisht, V.S. y J.B. Sinclair. 1985. Effect of *Cercospora sojina* and *Phomopsis sojiae* alone or in combination on seed quality and yield of soybeans. *Plant Dis.* 69:436-439.
- Boland, G.J. y R. Hall. 1988. Epidemiology of *Sclerotinia* Stem rot of Soybean in Ontario. *Phytopathology* 78:1241-1245.
- Bradley, C.A., G.L. Hartman, R.L. Nelson, D.S. Mueller y W.L. Pedersen. 2001. Response of ancestral soybean lines and commercial cultivars to *Rhizoctonia* root and hypocotyls rot. *Plant Dis.* 85:1091-1095.
- Broten, C.R. y W.T. Schapaugh. 1989. Relationships among Charcoal Rot Infection, Yield, and Stability Estimates in Soybean Blends. *Crop Sci.* 29: 42-46.
- Brummer, E.C., G.L. Grae, J. Orf, J.R. Wilcox y R.C. Shoemaker. 1997. Mapping QTL for Seed Protein and Oil Content in Eight Soybean Populations. *Crop Sci.* (37):370-378.
- Brunt, A. y R.H. Kenten. 1973. Cowpea mild mottle a newly recognized virus infecting cowpeas (*Vigna unguiculata*) in Ghana. *Annals of Applied Biology* 74(1): 67-74.
- Bullock, S., k. Gott y D. Baeckhouse. 1994. Laboratory Manual for *Fusarium* research. University of Sidney 3th edition. 133p.
- Butler, Jr., G.D., T.J., Henneberry y T.E. Clayton. 1983. *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae): Development, oviposition, and longevity in relation to temperature. *Annals of the Entomological Society of America* 76: 310-313.
- Byrne, D. N., T.S. Bellows y M.P. Parella. 1990. Whiteflies in agricultural systems. Wimborne, UK: Intercept. pp. 227-261.
- Byrne, D.N. y M.A. Houck. 1990. Morphometric identification of wing polymorphism in *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Annals of the Entomological Society of America* 83: 487-493.
- CABI: 2004: Crop protection compendium. CAB International Publishing. Wallingford, Uk.
- Cabrera, I., C. Estévez, A. Vélez, R. Morales y D. Viteri. 2006. Insectos presentes y su incidencia en soya (*Glycine max*) y habichuela (*Phaseolus vulgaris*) en 3 localidades en Puerto Rico. Memorias de la SOPCA Arroyo, Puerto Rico.
- Cardona, C. 1980. The biology, habits and nature of damage caused by chrisomelids in beans. CIAT. Seminarios internos. Serie SE-14-80. 7p.
- Cardona, C., R. González y A. Van Schoonhoven. 1982. Evaluation of damage to common beans by larvae and adults of *Diabrotica balteata* and *Cerotoma faciales*. *J. Econ. Entomolog.* 75:324-327.

Carson, M.L., W.E. Arnold y P.E. Todt. 1991. Predisposition of soybean seedlings to *Fusarium* root rot with trifoliarin. *Plant Dis.* 75:342-347.

Chiang Lok, M.L., W. Heyer y B. Cruz. 1987. Influencia de la temperatura sobre el desarrollo de los estadios biológicos de *Systema basalis*. *Ciencias de la Agricultura* 30 1-12.

Clark, A. J. y K.L. Perry. 2002. Transmissibility of Field Isolates of Soybean Viruses by *Aphis glycines*. *Plant Dis.* 86:1219-1221.

Cock, M.J.W. 1986. *Bemisia tabaci*. A literatura survey on cotton whitefly with an annotated bibliography. FAO-CAB International. 120p.

Cooper, R.L., 1989. Soybean Yield Response to Benomyl Fungicide application under maximum yield conditions. *Agronomy Journal* 81:844-849.

Cornell International Institute for Food, Agriculture and Development. Global Crop Pest. Onion Thrips. 2005.

<http://www.nysaes.cornell.edu/ent/hortvrops/english/thrips.html>

Coudriet, D.L., N. Prabhaker, A.N. Kishaba y D.E. Meyerdirk. 1985. Variation in developmental rate on different host and overwintering of the sweetpotato whitefly, *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Environmental Entomology* 14: 516-519.

Cummis, G.B. y Y. Hiratsuka. 2003. General of Rust Fungi. American Phytopathological Society. 225 p.

Danielson, G.A., B.D. Nelson y T.C. Helms. 2004. Effect of *Sclerotinia* stem rot in yield of soybean inoculated at different growth stages. *Plant Dis.* 88:297-300.

Datnoff, L.E. y J.B. Sinclair. 1988. The interaction of *Fusarium oxysporum* and *Rhizoctonia solani* in causing root rot of soybeans. *Phytopathology* 78:771-777.

Delahaut, K. A. 2001. Onion thrips. University of Wisconsin-Extension. *Garden Facts*. A3721-E. 2 p.

Díaz, E., 2002. Manual de identificación de insectos e invertebrados plaga de frijol. EMBRAPA. Santo Antônio de Goiás. 52 p.

Dorrance, A.E., M.D. Kleinhenz, S.A. McClure y N.T. Tuttle. 2003. Temperatures moisture, and seed treatment effects of *Rhizoctonia solani* root rot of soybean. *Plant Dis.* 87: 533-538.

Dunleavy, J.M. 1984 a. Yield losses in soybeans caused by bacterial tan spot. *Plant Dis.* 68:774-776.

Dunleavy, J.M., J.W. Keck, K.S. Gobelman-Werner y M.M.Thompson. 1984 b. Prevalence of soybean downy mildew in Iowa. *Plant Dis.* 68: 778-779.

- Edelson, J. V. y J. J. Magaro. 1988. Development of onion thrips, *Thrips tabaci* Lindeman, as a function of temperature. *Southwest Entomol.* (13):171-176.
- Estévez de Jensen, C., C.L. Harmon, B. Vega y D. Viteri. 2007. Surveillance of Soybean Rust in Puerto Rico. American Phytopathological Society Caribbean Division Annual Meeting, Cancun, Mexico.
- Fasulo, T. 1996. Distance Diagnostic and Identification System to identify arthropods. <http://creatures.ifas.ufl.edu/>
- Feliciano, M. 2007. Efecto de los daños causados por tripsidos (THYSANOPTERA: TRIPIDAE) en la severidad de *Alternaria allii* y *Acidovorax avenae* subs.*citrulli* en el cultivo de cebolla (*Allium cepa* L.). Tesis de grado. Puerto Rico p 126.
- Ferrant, N.P. y R.B. Carroll. 1981. *Fusarium* wilt of soybean in Delaware. *Plant Dis.* 65:596-599.
- Gai, G. y R.W. Schneider. 2004. Vegetative compatibility Groups in *Cercospora kikuchii* the causal agent of *Cercospora* leaf blight and Purple seed stain in Soybean. *Phytopathology* 95: 257-261.
- Gao, X., T.A. Jackson, K.N. Lambert, S. Li, G.L. Hartman y T.L. Niblack. 2004. Detection and quantification of *Fusarium solani* f.sp. *glycines* in soybean roots with real-time quantitative polymerase chain reaction. *Plant Dis.* 88:1372-1380.
- Gent, D. H., H. R. Schwartz, y R. Khosla. 2004. Distribution and incidence of IYSV in Colorado and its relation to onion plant population and yield. *Plant Dis.* (88):446-425.
- Gergerich, R.C. y H.A. Scott. 1996. Comoviruses: transmission, epidemiology and control. In: Harrison, B.D.; Muranti, A.F. (Ed.) *The plant viruses: polyhedral virions and bipartite genomes*. New York: Plenum Press, cap.4, p.77-98.
- Gerling, D., A.R. Horowitz y J. Baugmgaertner. 1986. Autoecology of *Bemisia tabaci*. *Agric. Ecosys. Environ.* 17: 5-19.
- Giesler, L.J., S.A. Ghabrial, T.E. Hunt y J.H. Hill. 2002. A Threat to U.S. Soybean Production. *Plant Dis.* 86:1281-1285.
- Goodrick, B.J., C.W. Kuhn y R.S. Hussey. 1991. Restricted systemic movement of cowpea chlorotic mottle virus in soybean with nonnecrotic resistance. *Phytopathology* 81:1426.
- Guiliana, E. D.V. y A.L. Lourenchao. 2002. Resistencia de Genótipos de Soja a *Bemisia tabaci* (Genn.) Biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). *Neotropical Entomology* 31 (1):285-295.
- Gunasinghe, U.B., M.E. Irwin y R.L. Bernard. 1986. Effect of a soybean genotype resistant to Soybean mosaic virus on transmission-related behavior of aphid vectors. *Plant Dis.* 70:872-874.

- Hartman, G.L., M.R. Miles y R.D. Frederick. 2005. Breeding for resistance to soybean Rust. *Plant Dis.* 89:664-666.
- Hartman, G.L. y J.B. Sinclair. 1992. Cultural studies on *Dactuliochaeta glycines*, the causal agent of red leaf blotch of soybeans. *Plant Dis.* 76:847-852.
- Harrison, B., T.A. Steinlage, L. Domier y C.J. D'Arcy. 2005. Incidence of soybean dwarf virus and identification of potential vectors in Illinois. *Plant Dis.*89:28-32.
- Harville, B.G. 1986. Yield reductions caused by Stem Canker in soybean. *Crop Sci.* 26(3):614-616.
- Helbig, J.B. y R.B. Carroll. 1984. Dicotyledonous weeds as a source of *Fusarium oxysporum* pathogenic on soybean. *Plant Dis.* 68:694-696.
- Hendi, A., M.I. Anel-Fattah y A. El-Sayed. 1987. Biological study on the white-fly, *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae). *Bull. Soc. Entomol. Egypte.* 65: 101-108.
- Hepperly, P.R. y J.B. Sinclair. 1981. Relationships among *Cercospora kikuchii*, other seed mycoflora, and germination of soybeans in Puerto Rico and Illinois. *Plant Dis.* 65: 130-132.
- Hepperly, P.R., J.C. Mignucci, J.B. Sinclair, R.S. Smith y W.H. Judy. 1982. *Rhizoctonia* web blight of soybean in Puerto Rico. *Plant Dis.* 66: 256-257.
- Hilje, L. 2003. El Conocimiento Bioecológico como fundamento para el manejo de la Mosca Blanca (*Bemisia tabaci*). Experiencias en America Latina. Unidad de Fitoproteccion CATIE: 1-9.
- 1995. Aspectos bioecológicos de *Bemisia tabaci* en Mesoamérica. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica) 35: 46-54.
- 1996. Metodologías para el Estudio y Manejo de Moscas Blancas y Geminivirus. Unidad de Fitoprotección. CATIE: 12 p.
- Horowitz, A.R. 1986. Population dynamics of *Bemisia tabaci* (Gennadius): With special emphasis on cotton fields. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 17: 37-47.
- Horowitz, A.R., H. Podoler y D. Gerling. 1984. Life table analysis of the tobacco whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) in cotton fields in Israel. *Acta Ecologica /Ecologia Applicata* 5:221-233.
- Hughes, T.J., N.C. Kurtzweil, B.W. Diers y C.R. Grau. 2004. Resistance to brown stem rot in soybean germplasm with resistance to the soybean cyst nematode. *Plant Dis* 88:761-768.
- , T.J., W. Chen y C.R. Grau, C.R., 2002. Pathogenic characterization of genotypes A and B of *Phialophora gregata* f.sp. *sojae*. *Plant Dis.* 86:729-735.

- Hull, R. 2004. Plant Virology. 4ta ed. p: 37, 513-514.
- Hwang, I. y S.M. Lim. 1992 a Effects of individual and multiple infections with three bacterial pathogens on disease severity and yield of soybeans. *Plant Dis.* 76:195-198.
- , S.M. Lim y P.D. Shaw. 1992. Cloning and Characterization of Pathogenicity Genes from *Xanthomonas campestris* pv. *glycines*. *J. of Bacter.* 174 (6):1923-1931.
- Hymowitz, T. 1970. On the Domestication of the Soybean. *Econ. Bot.* Vol 24 (4): 408-421.
- Imazaki, I., Y. Homma, M. Kato, S. Vallone, J.T. Yorimori, A.A. Henning, H. Izumi y S. Koizumi. 2006. Genetic relationships between *Cercospora kikuchii* populations in South America and Japan. *Phytopathology* 96:1000-1008.
- Irwin, M., K. Yeargan y N. Marston. 1979. Spatial and seasonal patterns of phytophagous thrips in soybean fields with comments on sampling techniques. *Environ. Entomol.* 8: 131-140.
- Ivancovich, A. 2005. Soybean Rust in Argentina. *Plant Dis.* 89(6):667-668.
- Jackson, E.W., P. Fenn y P. Chen. 2005. Inheritance of resistance to *Phomopsis* seed decay in soybean PI 80837 and MO/PSD-0259 (PI562694). *Crop Science* 45 :2400-2404.
- Jeyanandrarajah, P. y A. Brunt. 1993. The natural occurrence, transmission, properties and possibles affinities of Cowpea Mild Mottle Virus. *J. Phytopathology* 137: 148-156.
- Jolivet, P. y K.K. Verma. Biology of Leaf Beetles. 2002. Intercep Ed. pp. 56-70.
- Jones, S.B. y W.F. Fett. 1987. Bacterial pustule disease of soybean: Microscopy of pustule development in a susceptible cultivar. *Phytopathology.* 77:266-274.
- Joye. G.F., G.T. Berggren y D.K. Berner. 1990. Effects of row spacing and within-row plant population on *Rhizoctonia* Aerial Blight of Soybean and Soybean Yield. *Plant Dis.* 74:158-160.
- Kabelka, E.A., S.R. Carlson y B.W. 2005. Localization of two loci that confer resistance to soybean cyst nematode from *Glycine soja* PI 468916. *Crop Science.* Nov-Dec, V45 (6): 2473.
- Khan, F.U., B.D. Nelson y T.C. Helms. 2005. Greenhouse evaluation of binucleate *Rhizoctonia* for control of *R. solani* in soybean. *Plant Dis.* 89:373-379.
- Khan, M. y J.B. Sinclair. 1991. Effect of soil temperature on infection of soybean roots by sclerotia-forming isolates of *Colletotrichum truncatum*. *Plant Dis.* 75:1282-1285.
- , 1992. Pathogenicity of sclerotia and nonsclerotia-forming isolates of *Colletotrichum truncatum* on soybean plants and roots. *Phytopathology* 82:314-319.

Kikpatrick, M.T. 2006. Soybean response to flooded soil conditions and the associations with soilborne plant pathogenic genera. *Plant Dis.* 90: 592-596.

Kogan, M. 1976. Evaluation of economic injury levels of soybean insects pests. Pp 513-533 in L.D. Hill, ed. World soybean research. Proc. World Soybean res. Conf., Interstate print., Danville, Illinois. 1073 p.

Kogan M. y S.G. Turnipseed. 1987. Ecology and management of soybean arthropods. *Ann. Rev. Entomol* 32: 507-538.

Kogan, M. y D.C. Herzog. 1980. Sampling methods in soybean entomology. Springer-Verlag, New York, NY, 587 p.

Kogan M., G.P. Waldbauer, G. Boiteau y C.E. Eastman. 1980. Sampling bean leaf beetle in soybean. In: Kogan M. Herzog DC, editors. Sampling methods in soybean entomology. Springer-Verlag. New York. NY. Pp 201-236.

Krell, R.K., L.P. Pedigo, J.H. Hill y M.E. Rice. 2004. Bean leaf beetle (Coleoptera: Chrysomelidae) management for reduction of Bean pod mottle virus. *Journal of Economic Entomology* 97: 192-202.

Kurle, J.E., C.R. Grau, E.S. Oplinger y A. Mengistu. 2001. Tillage, crop sequence, and cultivar effects on *Sclerotinia* Stem Rot incidence and yield in soybean. *Agron. Journal.* 93(5): 973-982.

Kuruppu, P.U., R.W. Schneider y J.S. Russin, J.S. 2004a. Factors affecting soybean root colonization by *Calonectria ilicicola* and development of red crown rot following delayed planting. *Plant Dis.* 88:613-619.

----- 2004 b. Effects of Soil Temperature on Microsclerotia of *Calonectria ilicicola* and soybean root colonization by this fungus. *Plan Dis.* 88:620-624.

Lee, G.B., G.L. Hartman y S.M. Lim. 1996. Brown spot severity and yield of soybeans regenerated from calli resistant to a host-specific pathotoxin produce by *Septoria glycines*. *Plant Dis.* 80:408-413.

Lee, G.B y G.L. Hartman. 1996. Reactions of glycines species and other legumes to *Septoria glycines*. *Plant. Dis.* 80:90-94.

Lenteren, J.C. y L.P.J.J. Noldus. 1990. Whitefly-plant relationships: Behavioural and ecological aspects. In: Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management, D. Gerling (ed.). Intercept, Hants, United Kingdom, pp.47-90.

Levy, C. 2005. Epidemiology and chemical control of soybean rust in southern Africa. *Plant Dis.* 89: 669-674.

Lewis, T. 1973. Thrips: their biology, ecology and economic importantce. London, Academic Press. 452 pp.

- Li, S., C.A. Bradley. 2001. First report of *Phomopsis longicolla* from Velvetleaf causing ítem lesions on inoculated soybeans and Velvetleaf plants. *Plant Dis.* 85(9):1031.
- Lim, S.M. 1978. Disease severity gradient of soybean downy mildew from a small focus of infection. *Phytopathology* 68:1774-1778.
- López, M., F. Fernández y A. Schoonhoven. 1985. Frijol: Investigación y Producción. PNUD-CIAT. 417 p.
- Luo, Y., K. Hildebrand, S.K. Chong, O. Myers y J.S. Russin. 2000. Soybean yield loss to sudden death syndrome in relation to symptom expression and root colonization by *Fusarium solani* f.sp. *glycines*. *Plant Dis.* 84:914-920.
- Maes, J.M. 2007. Museo Entomológico de León. <http://www.bio-nica.info>
- Manandhar, J.B., G.L. Hartman y J.B. Sinclair. 1988. Soybean germ plasm evaluation for resistance to *Colletotrichum truncatum*. *Plant Dis.* 72:56-59.
- Malvick, D.K. y E. Grunden. 2004. Traits of soybean-infecting *Phytophthora* populations from Illinois agricultural fields. *Plant Dis* 88: 1139-1145.
- Martson, N.L., C.E. Morgan, G.D. Thomas y C.M. Ignoffo. 1976. Evaluation of four techniques for sampling soybean insects. *J. Kansas Entomol. Soc.* 49: 389-400.
- Matorell, L.F. 1976. Annotated Food. Plant Catalog of the insects of Puerto Rico. Universidad de Puerto Rico. Río Piedras. 303 p.
- McGraw, L. 2002. New Aphid Threatens U.S. Soybeans. 2002. *Agricultural Research*: 22.
- Medina, S., L. Matorrell y J. Maldonado. 2003. Catálogo de los nombres comunes de insectos y acarinos de importancia económica en Puerto Rico. Universidad de Puerto Rico. Río Piedras. 149 p.
- Medina, G. S. 2003. The thysanoptera of Puerto Rico. University of Puerto Rico, Agricultural Experimental Station, Río Piedras, Puerto Rico. 159 p.
- Mejía, N. 1985. Efectos del Sistema del Cultivo e insecticidas sobre la Dinámica Poblacional de *Bemisia tabaci* y *Cerotoma ruficornis* en Habichuela (*Phaseolus vulgaris* L.) y *Spodoptera frugiperda* y *Helicoverpa zea* en maíz (*Zea Mays* L.) Tesis de grado. Puerto Rico .10 pp.
- Mengistu, A. 2002. First report of Frogeye leaf spot (*Cercospora sojina*) in Wisconsin. *Plant Dis.* 86 (11): 1272.
- Monteiro, R.C. 2001. The Thysanoptera Fauna of Brazil. Thrips and Tospovirus: Proceeding of the 7<sup>th</sup> International Symposium on Thysanoptera. 325-340 pp.

- Moritz, G., L. Mound, D. Morris y A. Goldarazena. 2004. Pest Thrips of the World: Visual and Molecular Identification of Pest Thrips. CD. Centre for Biological Information Technology.
- Morse J. y M. Hoddle. 2006. Invasion Biology of Thrips. *Annu. Rev. Entomol.* 51: 67-89.
- Mound, L.A. y S.H. Halsey. 1978. Whitefly of the World. J. Wiley. New York. 340 pp.
- Mound, L. A. 2002. So many thrips-so few tospovirus? IN: Thrips and Tospovirus. Proceeding of the 7th International Symposium on Thysanoptera. Australian National Insect Collection, Canberra, 15-18 pp.
- Mound L.A. y R. Marullo. 1996. The thrips of Central and South America: An Introduction (Insecta: Thysanoptera). *Mem. Entomol.* 487 p.
- Mound, L.A. 2005. Thysanoptera: Diversity and Interactions. 2005. *Annu. Rev. Entomol.* 50: 247-269.
- Ortiz-Ribbing, L.M. y D.M. Eastburn. 2004. Soybean root systems and sudden death syndrome severity: Taproot and lateral root infection. *Plant Dis.* 88:1011-1016
- Ospina, O.H.F., 1980. Guía de estudio. Descripción y daño de las plagas que atacan al frijol. *Centr. Internac. Agr Trop (CIAT) ser. 048B-05-01: 15-31*
- Panizzi, A.R. y F. Slanski. 1985. Review of phytophagous pentatomids (Hemiptera: Pentatomidae). *Florida Entomologist* 68: 184-214.
- Patterson, D. T., J. K. Westbrook, R. J. V. Joyce, P. D. Lingren y J. Rogasik. 1999. Weeds, insects and diseases. *Clim. Change.* (43):711-727.
- Pedigo L.P., G.L. Lentz, J.G. Stone y D.F. Cox. 1972. Green cloverworm populations in Iowa soybean with special reference to sampling procedure. *J. Ecom. Entomol.* 65:414-421.
- Punja, Z. 1985. The biology, ecology, and control of *Sclerotium rolfsii*. 1985. *Ann. Rev. Phytopathol.* 23: 97-127.
- Ragsdale, D.W, D.J. Voegtlin, D.J. y R.J. O' Neil. 2004. Soybean aphid biology in North America. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 97:204-208.
- Ramírez, P. y D. Maxwell. 1995. Geminivirus transmitidos por moscas blancas. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)* 36: 22-27.
- Reitz, R. S. 2002. Seasonal and within plant distribution of *Frankliniella* thrips (Thysanoptera: Thripidae) in north Florida tomatoes. *Florida Entomologist* 85(3): 431-439.
- Rizvi, S.S.A. y X.B. Yang. 1996. Fungi associated with soybean seedling disease in Iowa. *Plant Dis.* 80: 57-60.

- Ruesink, W.G. y M. Kogan. 1975. The quantitative basis of pest management. Sampling and measuring. Pp. 309-351 IN: R.L. Metcalf and W.H. Luckmann, eds. Introduction to insect pest management. John Wiley and Song, NY 587 p.
- Rukayadi, Y., A. Suwanto, B. Tjahjono y R. Harling. 2000. Survival and Epiphytic Fitness of a Nonpathogenic Mutant of *Xanthomonas campestris* pv. *glycines*. *Appl Environ. Microbiol.* 66(3): 1183-1189.
- Schaad, N.W., J.B. Jones y W. Chun, 2001. Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. American Phytopathological Society 3th edition. St. Paul, Minnesota. p 201-213.
- Schuh, W. 1991. Influence of temperature and leaf wetness period on conidial germination in vitro and infection of *Cercospora kikuchii* on soybean. *Phytopathology.* 81: 1315 a 1318.
- Screenivasulu, P. y J.W. Demski. 1988. Transmission of peanut mottle and peanut stripe virus by *Aphis craccivora* and *Myrzus persicae*. *Plant Dis.* 72:722-723.
- Schmutterer, H. 1990. Plagas de las plantas cultivadas en el Caribe. Eschborn. 640 p.
- Shaheen, A.H. 1983. Some ecological aspects of the whitefly, *Bemisia tabaci* Genn. , on tomato. *Bull. Soc. Entomol. Egypte.* 12: 83-87.
- Shahraeen, N. 2005. First report of Bean pod mottle virus in Soybean in Iran. *Plant Dis.* 89: 775.
- Sinclair, J.B. y P.A. Backman. 1989. Compendium of soybean diseases. Third edition.
- Sinclair, 1986. Treats to soybean production in the tropics: Red Leaf Blotch and Leaf Rust. *Plant Dis.* 83: 604-605.
- Singleton, L.L., J.D. Mihail y M. Rush. 1992. Methods for research om Soilborne Phytopathogenic Fungi. American Phytopathological Society. 265 p.
- Silva, M., N. Neto y C. Hoffmann-Campo. 1998. Distribution of eggs, larvae, and adults of *Sternechus subsignatus* Bohema non soybean plants in no-till system. *An. Soc. Entomol. Brasil* 27 (4):513-518.
- Smith, J.R. y J.A. Chavarria. 1999. First report of Soybean Cyst Nematode (*Heterodera glycines*) on Soybean in Puerto Rico. *Plant Dis.* 83: 591.
- Sites, R. W. 1992. Diel periodicity of thrips (Thysanoptera: Thripidae) dispersion and the occurrence of *Frankliniella williamsi* on onions. *J. Econ. Entomol.* 85(1):100-105.
- Song, H.S., S.M. Lim y J.M. Widholm. 1994. Selection and regeneration of soybeans resistant to the pathotoxic culture filtrates of *Septoria glycines*. *Phytopathology* 84:948-951.

Song, H.S., S.M. Lim y J.M. Clark. 1993. Purification and partial characterization of a host-specific pathotoxin from cultures filtrates of *Septoria glycines*. *Phytopathology* 83:659-661.

Spencer, J.A. y H.J. Walters. 1969. Variations in certain isolates of *Corynespora asiicola*. *Phytopathology* 59:58-60.

Thomson, T.B., K L. Athow y F.A. Laviolette. 1971. The effect of the temperature on the pathogenicity of *Pythium aphanidermatum*, *P. debaryanum* and *P. ultimum* on soybean. *Phytopathology* 61(8): 933-935.

Todd, J.W. 1989. Ecology and behavior of *Nezara viridula*. *Ann. Rev. Entomol.* 34: 273-292.

Todd, E.L. y R.W. Poole. 1980. Keys and illustration for the armyworm moths of noctuid genus *Spodoptera gueneé* from the western hemisphere. *Annals of Entomol. Society of America* 73: 722-738.

University of Florida. Department of Entomology and Nematology. <http://creatures.ifas.ufl.edu>.

U.S. Department of Agriculture (USDA). 1976. Proceedings of the Workshop on Soybean Rust in the Western Hemisphere.

Velicheti, R.K. y J.B. Sinclair. 1994. Production of Cercosporin and Colonization of Soybean Seed Coats by *Cercospora kikuchii*. *Plant Dis.* 78: 342-346.

Viteri, D., I. Cabrera, A. Hodges, C. Estévez y B. Vega. 2007. Field Evaluation of Trapping Methods for insects on soybean (*Glycine max* L.) and dry bean (*Phaseolus vulgaris* L.) in Puerto Rico. Memories of annual meeting of Canadian Entomological Society.

Volksch, M. y W. Fritsche. 1992. Identification and Populations Dynamics of Bacteria in Leaf Spot of Soybean. *Microb. Ecol.* 24:305-311.

Wang, D., F.E. Dowell, M.S. Ram y W.T. Schapaugh. 2004. Classification of Fungal damage Soybean Seeds using Near-Infrared Spectroscopy. *International J. of Food Properties* Vol (7) N-1:75-82.

Wrather, J.A., T.R. Anderson, D.M. Arsyad, Y. Tan, L.D. Ploper, A. Porta-Puglia, H.H. Ram y J.T. Yorimori. 2001. Soybean diseases loss estimates for the top ten soybean-producing countries in 1988. *Can. J. Plant Pathology* 23: 115-121.

Yang, X.B., G.T. Berggren y J.P. Snow. 1990. Effects of free moisture and soybean growth stage on focus expansion of *Rhizoctonia* aerial blight. *Phytopathology* 80: 497-503.

Yang, X.B. y S.S. Navi. 2005. First report of Charcoal Rot Epidemics caused by *Macrophomina phaseolina* in soybean in Iowa. *Plant Dis.* 89(5): 526.

Yang, W. y D. Weaver. 2001. Resistance to Frogeye Leaf Spot in Maturity Groups VI and VII of Soybean Germplasm. *Crop Sci.* V (41): 549-552.

Yorinori, J.T., W.M. Paiva, R.D. Frederick, L.M. Costamilan, P.F. Bertagnolli, G.E. Hartman, C.V. Godoy y J. Jr. Nunes. 2005. Epidemics of Soybean Rust (*Phakopsora pachyrhizi*) in Brasil and Paraguay from 2001 to 2003.

Yorinori, M.A., L.H. Klingelfuss, L.D. Paccola-Meirelles and J.T. Yorimori. 2003. Effect of time of spraying of fungicide and foliar nutrient on soybean Powdery Mildew.

Zheng, P., P.Chen y R. Gergerich. 2005. Characterization of Resistance to Soybean mosaic virus in diverse soybean germplasm. *Crop Sci.* 45:2503-2507.

## APÉNDICES

### APÉNDICE 1. Estados fenológicos del cultivo de soya. Puerto Rico. 2007.

SIMBOLOGÍA	ESTADOS VEGETATIVOS
VE	Emergencia (cotiledóneos por encima de la superficie del suelo).
VC	Cotiledonario (desarrollo completo de cotiledónes y primer par de hojas unifoliadas expandidas).
V1	Desarrollo del primer trifolio en el segundo nudo.
V2	Desarrollo del segundo trifolio en el tercer nudo.
V3	Desarrollo del tercer trifolio en el cuarto nudo.
V(n)	Formación del cuarto hasta el sexto trifolios desde el quinto hasta el séptimo nudo, respectivamente.
	ESTADOS REPRODUCTIVOS
R1	Inicio de la floración (flor abierta en cada nudo del tallo principal).
R2	Floración completa.
R3	Formación de Vaina (vainas de 5 mm de longitud).
R4	Desarrollo completo de vainas ( vainas de 2 cm de longitud)
R5	Formación de semillas (semillas de 3 mm de longitud)
R6	Desarrollo completo de semillas (semillas verdes que llenan toda la cavidad de la vaina)
R7	Inicio de la madurez (una vaina del tallo principal ha tomado la coloración café.
R8	Madurez completa (el 95% de las vainas ha tomado una coloración café)

**APÉNDICE 2. Fechas de evaluaciones realizadas para artrópodos plaga en la localidad de Adjuntas, Puerto Rico 2007.**

<b>NÚMERO DE MUESTREO</b>	<b>FECHA DE EVALUACIÓN</b>
1	17/02/07
2	24/02/07
3	3/03/2007
4	10/03/2007
5	17/03/2007
6	22/03/2007
7	30/03/2007
8	22/06/2007
9	29/06/2007
10	05/07/2007
11	12/07/2007
12	19/07/2007
13	23/07/2007
14	1/08/2007

**APÉNDICE 3. Fechas de evaluaciones realizadas para coleópteros y lepidópteros plaga en la localidad de Isabela, Puerto Rico 2007.**

<b>NÚMERO DE MUESTREO</b>	<b>FECHA DE EVALUACIÓN (dd/mm/aa)</b>
1	26/ 10/2006
2	01/11/2006
3	08/11/2006
4	15/11/2006
5	22/11/2006
6	29/11/2006
7	06/12/2006
8	06/02/2007
9	13/02/2007
10	23/02/2007
11	02/03/2007
12	09/03/2007
13	16/03/2007
14	20/03/2007

**APÉNDICE 4. Fechas de las evaluaciones realizadas para coleópteros y lepidópteros plaga en la localidad de Juana Díaz, Puerto Rico 2007.**

<b>NÚMERO DE MUESTREO</b>	<b>FECHA DE EVALUACIÓN (dd/mm/aa)</b>
1	20/01/2007
2	26/01/2007
3	03/02/2007
4	10/02/2007
5	17/02/2007
6	23/02/2007
7	03/03/2007
8	23/07/2007
9	01/08/2007
10	07/08/2007
11	16/08/2007
12	23/08/2007
13	31/08/2007
14	07/09/2007

**APÉNDICE 5. Fechas de las evaluaciones realizadas para trípidos y mosca blanca en la localidad de Isabela, Puerto Rico 2007.**

<b>NÚMERO DE MUESTREO</b>	<b>FECHA DE EVALUACIÓN (dd/mm/aa)</b>
1	06/02/2007
2	13/02/2007
3	23/02/2007
4	02/03/2007
5	09/03/2007
6	16/03/2007
7	20/03/2007
8	24/04/2007
9	01/05/2007
10	08/05/2007
11	18/05/2007
12	21/05/2007
13	31/05/2007
14	05/06/2007

**APÉNDICE 6. Fechas de las evaluaciones realizadas para trípidos y mosca blanca en la localidad de Juana Díaz, Puerto Rico 2007.**

NÚMERO DE MUESTREO	FECHA DE EVALUACIÓN (dd/mm/aa)
1	23/07/2007
2	01/08/2007
3	07/08/2007
4	16/08/2007
5	23/08/2007
6	31/08/2007
7	07/09/2007
8	04/10/2007
9	09/10/2007
10	18/10/2007
11	24/10/2007
12	02/11/2007
13	07/11/2007
14	14/11/2007

**APÉNDICE 7. Análisis de varianza (ANOVA) de técnicas de muestreo para *Systema basalis* en la localidad de Adjuntas, Puerto Rico 2007.**

Type III Tests of Fixed Effects				
Effect	Num DF	Den DF	F Value	Pr > F
Parcela	1	6	51.79	0.0004
Técnica	2	324	4.73	0.0094
Parcela*técnica	2	324	0.32	0.7263

**APÉNDICE 8. Prueba Tukey (0.05) realizada para las técnicas de muestreo de *Systema basalis* en la localidad de Adjuntas, Puerto Rico 2007.**

<b>Tukey-Kramer Grouping for lote*tecnica Least Squares Means</b>				
<b>LS-means with the same letter are not significantly different.</b>				
<b>Parcela</b>	<b>Tecnica</b>	<b>Estimate</b>		
<b>NoInsect</b>	<b>Visual</b>	0.7108		A
				A
<b>NoInsect</b>	<b>Red</b>	0.1178	B	A
			B	
<b>NoInsect</b>	<b>Paño</b>	-0.1542	B	C
				C
<b>Insectic</b>	<b>Visual</b>	-0.9808	D	C
			D	
<b>Insectic</b>	<b>Red</b>	-1.1921	D	
			D	
<b>Insectic</b>	<b>Paño</b>	-1.7228	D	

**APÉNDICE 9. Anova de las técnicas de muestreo para *Cerotoma ruficornis* en la localidad de Adjuntas, Puerto Rico. 2007**

<b>Type III Tests of Fixed Effects</b>				
<b>Effect</b>	<b>Num DF</b>	<b>Den DF</b>	<b>F Value</b>	<b>Pr &gt; F</b>
<b>Parcela</b>	1	6	2.98	0.1353
<b>Técnica</b>	2	324	36.34	<.0001
<b>Parcela*técnica</b>	2	324	2.32	0.0997

**APÉNDICE 10. Prueba Tukey (0.05) realizada para las técnicas de muestreo de *Cerotoma ruficornis* en la localidad de Adjuntas, Puerto Rico 2007.**

<b>Tukey-Kramer Grouping for lote*técnica Least Squares Means</b>			
<b>LS-means with the same letter are not significantly different.</b>			
<b>Lote</b>	<b>técnica</b>	<b>Estimate</b>	
<b>NoInsect</b>	<b>Visual</b>	0.4173	A
			A
<b>Insectic</b>	<b>Visual</b>	-0.1967	A
<b>Insectic</b>	<b>Paño</b>	-1.3863	B
			B
<b>NoInsect</b>	<b>Paño</b>	-1.7228	B
			B
<b>NoInsect</b>	<b>Red</b>	-1.7228	B
			B
<b>Insectic</b>	<b>Red</b>	-2.9267	B

**APÉNDICE 11. Anova de las técnicas de muestreo para *Cerotoma ruficornis* en la localidad de Isabela, Puerto Rico 2007.**

<b>Type III Tests of Fixed Effects</b>				
<b>Effect</b>	<b>Num DF</b>	<b>Den DF</b>	<b>F Value</b>	<b>Pr &gt; F</b>
<b>Parcela</b>	1	6	0.74	0.4220
<b>Técnica</b>	2	324	17.78	<.0001
<b>Parcela*técnica</b>	2	324	1.33	0.2667

**APÉNDICE 12. Prueba Tukey (0.05) realizada para las técnicas de muestreo de *Cerotoma ruficornis* en la localidad de Isabela, Puerto Rico 2007.**

<b>Tukey-Kramer Grouping for lote*técnica Least Squares Means</b>				
<b>LS-means with the same letter are not significantly different.</b>				
<b>Lote</b>	<b>Técnica</b>	<b>Estimate</b>		
<b>NoInsect</b>	<b>Visual</b>	-0.4144		A
				A
<b>Insectic</b>	<b>Visual</b>	-0.6931	B	A
			B	
<b>NoInsect</b>	<b>Paño</b>	-1.7228	B	C
				C
<b>Insectic</b>	<b>Red</b>	-2.4159		C
				C
<b>NoInsect</b>	<b>Red</b>	-2.9267		C
				C
<b>Insectic</b>	<b>Paño</b>	-2.9267		C

**APÉNDICE 13. Anova para el número de adultos de mosca blanca capturados en la localidad de Adjuntas, Puerto Rico 2007.**

<b>Type III Tests of Fixed Effects</b>				
<b>Effect</b>	<b>Num DF</b>	<b>Den DF</b>	<b>F Value</b>	<b>Pr &gt; F</b>
<b>Parcela</b>	1	78	1.55	0.2168
<b>Semana</b>	13	78	2.09	0.0240
<b>Semana*parcela</b>	13	78	0.22	0.9977
<b>bloque(parcela)</b>	6	78	1.42	0.2162

**APÉNDICE 14. Anova para el número de adultos de mosca blanca capturados en la localidad de Isabela, Puerto Rico 2007.**

<b>Type III Tests of Fixed Effects</b>				
<b>Effect</b>	<b>Num DF</b>	<b>Den DF</b>	<b>F Value</b>	<b>Pr &gt; F</b>
<b>Parcela</b>	1	6	17.97	0.0054
<b>Muestreo</b>	12	72	9.43	<.0001
<b>Muestreo*parcela</b>	12	72	5.58	<.0001

**APÉNDICE 15. Anova para el número de adultos de mosca blanca capturados en la localidad de Juana Díaz, Puerto Rico 2007.**

<b>Type III Tests of Fixed Effects</b>				
<b>Effect</b>	<b>Num DF</b>	<b>Den DF</b>	<b>F Value</b>	<b>Pr &gt; F</b>
<b>Parcela</b>	1	78	0.44	0.5079
<b>Muestreo</b>	13	78	7.66	<.0001
<b>Muestreo*parcela</b>	13	78	1.42	0.1688
<b>bloque(parcela)</b>	6	78	1.91	0.0895

**APÉNDICE 16. Prueba Tukey realizada para el número de adultos de mosca blanca por semana de evaluación. Juana Díaz, Puerto Rico 2007.**

<b>Conservative Tukey-Kramer Grouping for semana Least Squares Means</b>					
<b>LS-means with the same letter are not significantly different.</b>					
<b>Semana</b>	<b>Estimate</b>				
<b>9</b>	1.6207			A	
				A	
<b>3</b>	1.3601	B		A	
		B		A	
<b>1</b>	1.2023	B		A	C
		B		A	C
<b>8</b>	0.9232	B	D	A	C
		B	D	A	C
<b>4</b>	0.6066	B	D	A	C
		B	D		C

<b>Conservative Tukey-Kramer Grouping for semana Least Squares Means</b>					
<b>LS-means with the same letter are not significantly different.</b>					
<b>Semana</b>	<b>Estimate</b>				
<b>6</b>	0.3229	B	D		C
		B	D		C
<b>10</b>	0.08432	B	D		C
		B	D		C
<b>7</b>	-0.1310	B	D		C
		B	D		C
<b>14</b>	-0.3172	B	D		C
		B	D		C
<b>13</b>	-0.3247	B	D		C
			D		C
<b>11</b>	-0.5599		D		C
			D		C
<b>12</b>	-0.6161		D		C
			D		C
<b>5</b>	-1.2237		D		C
			D		
<b>2</b>	-1.4615		D		

**The LINES display does not reflect all significant comparisons. The following additional pairs are significantly different: (3,7), (3,14), (1,12).**