

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

CICLO BIOLÓGICO DE LA COCHINILLA HARINOSA DE LA RAÍZ
DEL CAFETO (*Puto barberi* Cockerell)

POR:

HECTOR DARÍO PEÑA MARTÍNEZ

TESIS PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO
REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE

INGENIERO AGRÓNOMO



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C. A.

DICIEMBRE, 2011

**CICLO BIOLÓGICO DE LA COCHINILLA HARINOSA DE LA RAÍZ
DEL CAFETO (*Puto barberi* Cockerell)**

POR:

HECTOR DARÍO PEÑA MARTÍNEZ

M. Sc. CLEMENCIA VILLEGAS GARCÍA (COLOMBIA)

M. Sc RAÚL ISAIÁS MUÑOZ HERNÁNDEZ (HONDURAS)

Asesores principales

**TESIS PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA COMO
REQUISITO PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE**

INGENIERO AGRÓNOMO

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS, C. A.

DICIEMBRE, 2011

DEDICATORIA

A DIOS TODO PODEROSO

Por ser nuestro creador, amparo y fortaleza, cuando más lo necesitamos y por hacer palpable su amor a través de cada uno de los que nos rodeó.

A MIS PADRES:

A mis padres, que sin esperar nada a cambio, han sido pilares en nuestro camino y así, forman parte de este logro que nos abre puertas inimaginables en nuestro desarrollo profesional.

A MIS HERMANOS:

Por brindarme su apoyo, llenándome de valor y fuerza cada día para afrontar este desafío.

A MIS COMPAÑEROS:

A todos por igual, porque cada uno de ellos formó parte de mi vivir, ocupando un lugar muy especial en mi corazón.

A MIS MAESTROS

Por su constante esfuerzo por brindarnos los conocimientos necesarios y formar excelentes profesionales.

AGRADECIMIENTOS

A dios todo poderoso por iluminarme en cada situación de mi vida, ya que ni las hojas de los árboles se mueven si no es su voluntad.

A la Universidad Nacional de Agricultura “Alma Mater” por la formación de profesionales del área Agrícola y por aportar la mayor parte del financiamiento para realizar este trabajo.

Al Instituto Hondureño del Café (IHCAFE), por patrocinar parte del financiamiento utilizado en esta investigación.

Al Centro Nacional de Investigaciones de Café (CENICAFE), por permitirme realizar mi trabajo de tesis en sus instalaciones, en especial a mis asesores PhD. Pablo Benavides Machado y M. Sc Clemencia Villegas García por sus sugerencias y aportes para la realización de esta investigación.

Al M. Sc. Raúl Muñoz Hernández gestor y asesor de la presente tesis, como también al PhD. Roy Menjivar y al M. Sc. Esmelym Padilla por sus sugerencias y aportes para la realización de esta investigación.

CONTENIDO

ACTA DE SUSTENTACIÓN	i
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
CONTENIDO	iv
LISTA DE CUADROS	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
LISTA DE ANEXOS	viii
RESUMEN	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	2
2.1 General.....	2
2.2 Específicos.....	2
III. REVISIÓN DE LITERATURA	3
3.1 Generalidades de las cochinillas harinosas y sus daños a las plantas.....	3
3.2 Daños que causan las cochinillas.....	4
3.4 Descripción de cochinillas harinosas asociadas al cultivo del café en Colombia	6
3.4.1 <i>Dysmicoccus</i> spp	6
3.4.2 <i>Pseudococcus jackbeardsley</i> (Gimpel & Miller).....	7
3.4.3 <i>Neochavesia caldasiae</i> (Balachowsky) (1959).....	7
3.4.4 <i>Puto barberi</i> (Cockerell), 1895	8
3.5 Partenogénesis y viviparidad en los insectos.....	11
3.6 Algunos factores que influyen en el desarrollo de los insectos.....	12
3.6.1 Temperatura.....	13
3.6.2 Humedad.....	13
3.6.3 Edad de la hembra adulta y su capacidad reproductiva.....	14
3.7. Secreciones defensivas en los insectos.....	14
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	17
4.1 Localización.....	17
4.2 Materiales y equipo	17

4.3 Dieta alimenticia.....	17
4.4 Material biológico	18
4.5 Metodología.....	19
4.5.1 Aislamiento de hembras adultas de <i>P. barberi</i>	19
4.5.2 Inicio del ciclo de vida de <i>P. barberi</i>	19
4.5.3 Capacidad de reproducción de <i>P. barberi</i>	21
4.6. Evaluación complementaria	21
4.7 Análisis de la información.....	22
4.8. Morfología de <i>Puto barberi</i>	22
4.9 Identificación de las cochinillas	22
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	24
5.1 Biología de <i>Puto barberi</i> (Cockerell).....	24
5. 2. Desarrollo de los estadios ninfales de <i>P. barberi</i> (Cockerell) (1895)	25
5.2 Descripción de <i>Puto barberi</i> (Cokerell)	25
5.3 Morfología de <i>Puto barberi</i> (cockerell)	28
5.3.1 Huevo.	28
5.3.2 Ninfa I.....	29
5.3.3 Ninfa II	29
5.3.4 Ninfa III	30
5.3.5 Adulta	30
5.4 Evaluación complementaria	32
5.4.1 Sobrevivencia de <i>Puto barberi</i> sin alimento	32
5.4.2 Proceso de muda.....	33
5.4.3. Capacidad de reproducción	33
VI. CONCLUSIONES.....	41
VII. RECOMENDACIONES	41
VIII. BIBLIOGRAFÍA.....	43
ANEXOS	48

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Ciclo biológico de <i>Puto barberi</i> , en condiciones de laboratorio (25 ± 2 C° y 70 ± 2 % de H.R). CENICAFE, Colombia, 2011.....	24
Cuadro 2 Dimensiones de <i>Puto barberi</i> , bajo condiciones de laboratorio (25 ± 2 C° y 70 ± 2 % CENICAFE, Colombia 2011.....	31
Cuadro 3 Sobrevivencia de <i>Puto barberi</i> sin alimento, bajo condiciones de laboratorio. (25.0 ± 2 C° y 70.0 ± 2). CENICAFE, Colombia 2011.....	32
Cuadro 4. Longevidad y Oviposición de hembras adultas de <i>P. barberi</i> , bajo condiciones de laboratorio (25 C° ± 2 y 70 % ± 2 H.R.	37

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 (A). Hembra adulta ovíplena de <i>P. barberi</i> , (B), Hembra ovipositando, (C). Ninfa I de <i>P. barberi</i>	20
Figura 2 (A), Ninfas de <i>P. barberi</i> con su estilete visible y (B), con residuos de secreciones defensivas.	28
Figura 3 (A). Huevo, (B) ninfa I, (C) ninfa II, (D) ninfa III, (E) adulta joven y (F) adulta ovíplena de <i>Puto barberi</i> .	31
Figura 4 (A), Ninfa de <i>Puto barberi</i> en proceso de muda y (B), Ninfa de <i>P. barberi</i> y su exuvia.	33
Figura 5 Promedio de ninfas producidas diariamente por hembras de <i>P. barberi</i> , bajo condiciones de laboratorio a 25 ± 2.0 °C y H.R de 70 ± 2.0 %.	35
Figura 6. Frecuencia acumulada de ninfas, producidas diariamente por hembras de <i>P. barberi</i> , bajo condiciones de laboratorio a 25.0 ± 2.0 °C y H.R de 7.0 ± 2.0 %.	36
Figura 7 (A) Hembra adultas de <i>Puto barberi barberi</i> (A), en campo y (B), montaje en laboratorio	37

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Oviposición diaria de <i>Puto barberi</i> , bajo condiciones de laboratorio (25 C° $\pm$ 2 y 70 % $\pm$ 2).CENICAFE, 2011.....	48
Anexo 2. Dimensiones de <i>P. barberi</i> , bajo condiciones de laboratorio 25 C° $\pm$ 2 y 70 $\pm$ 2 %, CENICAFE Colombia, 2011.....	50
Anexo 3. <i>P. barberi</i> , sin alimento, bajo condiciones de laboratorio (25 C° $\pm$ 2 y 70 %) $\pm$ 2. CENICAFE, 2011.....	52
Anexo 4. Duración del proceso de muda de <i>P. barberi</i> , bajo condiciones de laboratorio (25 C° $\pm$ 2 y 70 % $\pm$ 2). CENICAFE, Colombia, 2011.....	53
Anexo 5. Longevidad, capacidad de reproducción de <i>P. barberi</i> , bajo condiciones de laboratorio (25 C° $\pm$ 2 y 70 % $\pm$ 2), CENICAFE 2011.	54

Peña Martínez, HD. 2011. Ciclo biológico de la cochinilla harinosa de la raíz del cafeto (*Puto barberi* Cokerrell). Tesis. Ing. Agr. Universidad Nacional de Agricultura. Catacamas, Olancho, Honduras. 55 p.

RESUMEN

La cochinilla (*Puto barberi*), es la principal plaga de las raíces del cafeto en todos los departamentos cafeteros de Colombia, sin embargo no hay estudios de su biología. Con este fin se estudio el ciclo biológico en el laboratorio de entomología de CENICAFE, Colombia, a una temperatura promedio de 25 C° y 70 % de humedad relativa. Se su usó como hospedero pedazos de la raíz de la maleza *Talinum paniculatum*. Se tomó datos morfológicos mediante mediciones y características externas de cada etapa de desarrollo a través del estereoscopio. Se determino que *Puto barberi* es una especie vivípara, partenogenética del tipo telitokia. Los huevos son incubados por la hembra en el interior del cuerpo y bajo las condiciones de estudio la ninfa I tuvo una duración de 17.8 días, la ninfa II de 24.4 días y la ninfa III de 31.6 días en promedio. El período de oviposición fue de 20.6 días. La duración desde ninfa I hasta que se que se convierte en adulta es de 73.8 días y su longevidad fue de 27 días en promedio. El número de ninfas por hembra es de 86.8 en promedio, depositando mas ninfas al inicio del período reproductivo. El proceso de muda dura en promedio 100 minutos. Los huevos son de color amarillo y miden 0.53 mm de longitud por 0.34 mm de ancho. La ninfa I mide 0.9 mm de largo por 0.5 mm de ancho. La ninfa II mide 1.5 mm de largo por 1 mm de ancho. La ninfa III mide 1.58 mm de largo por 0.7 de ancho. La hembra adulta joven recién emergida mide 2.1 mm de largo por 1.6 mm de ancho y la adulta oviplena mide 3.3 de largo y 2.3 de ancho. La ninfa I es muy móvil, pero según va desarrollándose se vuelven sedentarias, las diferencias más notables entre estadíos son por tamaño y por la presencia de cerarios tanto en número como en longitud. La ninfa I sin alimento sobrevivió 11.4 días, la ninfa II 25 días y la ninfa II 27 días.

Palabras claves: Cochinillas, estado de desarrollo, biología, café, plaga, raíz.

I. INTRODUCCIÓN

La producción de café en Colombia es de gran importancia ya que, la bebida aromática constituye una de las mayores fuentes de ingresos; en la actualidad, 553 mil familias producen café y alrededor de cuatro millones de colombianos dependen directa ó indirectamente de este cultivo. El 95 % de las familias cafeteras cultivan el grano en pequeñas fincas o parcelas, cuyos cultivos de café, en promedio, no superan las dos hectáreas (FNC 2011).

Las parcelas dedicadas a la producción de café en Colombia se encuentran ubicadas en 588 de los 1,102 municipios de país, y comprende la sierra nevada y la cordillera de los andes, en cuyas montañas se cultiva café generalmente entre los 800 y 1200 msnm, lo que constituye el ambiente perfecto para el cultivo de café suave colombiano. Dentro de los departamentos que sobresalen en la producción de este grano están Antioquia, con 131,123 hectáreas, Huila con 117,842 hectáreas y Tolima con 106, 792 hectáreas (FNC 2011).

El café al igual que otros cultivos es afectado por algunos factores que inhiben el desarrollo del mismo, entre ellos las plagas y enfermedades que reducen su rendimiento ocasionando grandes pérdidas económicas. Dentro del grupo de plagas insectiles se tiene la presencia de un coccido, conocido como “cochinilla harinosa de la raíz del café”. La que se localiza en las raíces del cafeto y se alimentan de la savia de las plantas, causando su debilitamiento general.

En Colombia en estudios recientes se demostró que la principal plaga que afectan las raíces del café en todos los departamentos cafeteros es *Puto barberi*, sin embargo, Si bien esta plaga esta reportada hace muchos años en el país, hay un desconocimiento de estudios de la biología como lo es el ciclo biológico (Villegas 2008).

II. OBJETIVOS

2.1 General

Contribuir al conocimiento de la biología de la cochinilla harinosa de la raíz del cafeto. (*Puto barberi* Cokerrell) (1895).

2.2 Específicos

Determinar la duración de cada uno de los estados de desarrollo de *Puto barberi*.

Describir la morfología, hábitos y comportamiento de cada uno de los estados biológicos de *Puto barberi*.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Generalidades de las cochinillas harinosas y sus daños a las plantas

Las cochinillas se presentan tanto a nivel foliar como en la raíz, son insectos que se alimentan de savia de plantas, causando su debilitamiento y provocando heridas que sirven de entrada a otros agentes patógenos. Tienen forma ovalada, con tendencia a ser redondeada y aplanada, su cuerpo es blando y está cubierto de una capa protectora, cerosa y blanca (Cárdenas y Benavides 1973; Sánchez 1984; Cárdenas y Posada 2001; Guharay *et al.* 2000), su tamaño va desde 1,5 hasta 5,0 mm de largo y de 0,5 mm hasta 2,5 mm de ancho. Son de movimientos rápidos y por períodos específicos se ubican en un punto de la raíz, en donde se alimentan y luego, se trasladan a otro punto del sistema radical.

Las cochinillas de la raíz parasitan la base del tronco, las raíces pivotantes, primarias, secundarias y terciarias, encontrándose a diferentes profundidades que van desde 10 hasta 60 cm de profundidad, dependiendo del tipo de suelo, drenaje, aireación, textura, humedad y de la edad de la planta; así mismo, la población de cochinillas disminuye conforme aumenta la profundidad en el suelo (Cárdenas y Benavides 1973). Estos insectos cubren parcial o totalmente la raíz, por lo que dificultan, y en algunos casos, impiden por completo la absorción de nutrientes (Vásquez y Segura 2001).

Los síntomas que ocasionan a las plantas son: debilitamiento general, que se puede confundir con ataques de hongos o deficiencias nutricionales, retraso en el desarrollo, desprendimiento de la corteza en ataques severos, clorosis, tallos delgados, entrenudos cortos, caída prematura de los frutos y en ocasiones la muerte de la planta (Cárdenas y Benavides, 1973; Guharay *et al.* 2000; Rodríguez 2003; Triplehorn y Johnson 2005). Se ha comprobado que las plantas atacadas por cochinillas son más propensas a ser infectadas por

enfermedades fungosas como la roya del cafeto ocasionada por *Hemileia vastatrix* y la mancha de hierro, cuyo agente causal es el hongo *Cercospora coffeicola*; debido posiblemente a la condición de debilidad ocasionada por la pérdida de nutrientes y la poca capacidad de absorción de éstos se reduce por efecto de la pudrición de sus raíces (Vásquez y Segura 2001).

3.2 Daños que causan las cochinillas

Según Quiñonez (2005), las hembras se alimentan de los tejidos suaves de la mayor parte de la planta, succionan la savia y con ello inyectan una saliva tóxica que provoca la malformación de las hojas, infección de las yemas terminales de la planta que hace que cese su crecimiento y poder ocasionarle la muerte. Las hojas se enrollan de una manera similar a un ataque de virus. El crecimiento de las plantas se atrofia y las puntas de los retoños presentan una apariencia ramosa. Los entrenudos de los tallos se acortan. Las yemas pueden no florecer y los tallos pueden retorcerse. Las hembras prefieren grietas, hojas enrolladas y yemas de flores deformadas para depositar sus huevos.

Morales (1996), indica que la cochinilla de la raíz del café *Dysmicoccus brevipes* es un insecto que ataca en almácigo y en cultivo permanente, además la piña, cítricos y otras plantas también son hospederas. Se localizan en el tronco bajo la superficie del suelo, en la raíz principal y laterales, en donde chupan la savia. Cuando las colonias son grandes dañan la corteza llegando al extremo de que esta se desprende fácilmente debido a que la zona entre ella y el cambium queda completamente descompuesta.

Según Misha (1920), citado por Marcano (2002), la cochinilla rosada, *Maconellicoccus hirsutus* es una plaga que perfora y succiona la savia de la planta en su proceso de alimentación dependiendo de sus poblaciones, del hospedante y su estado de desarrollo será el daño ocasionado. Altas poblaciones del insecto y la presencia de plantas débiles, y/o presencia de plantas susceptibles incrementaran los daños. Además, indica que este insecto inyecta sustancias tóxicas a las plantas.

Sánchez y Vergara (1997), comentan que la cochinilla de las raíces *D. brevipes* es una plaga que causa grandes daños al cultivo de espárrago, éstas en su estado ninfal se ubican en la parte subterránea del tallo, en raíces y corona de la planta, alimentándose de la savia.

Al perforar el tejido y succionar savia provoca el debilitamiento de la planta. La zona altamente infestada presenta lesiones de color marrón oscuro, que facilita el ingreso de patógenos, posteriormente la planta tiende a amarillarse pudiendo llegar hasta la muerte. Sin embargo Núñez *et al.* (2005) luego de un análisis de datos concluyeron que la mayor incidencia de la “cochinilla del tallo y la corona” ocurre en la etapa de fructificación y floración del espárrago. De esta manera no se considera a *D. brevipes* como una plaga de importancia para el cultivo de espárrago. Mientras que en el cultivo de café esta plaga infesta la raíz, debilitando la planta y causando retraso en el crecimiento de la planta (Mau y Martin 2007).

Las cochinillas afectan a la planta de café normalmente de 1-5 años, es raro en plantas viejas. Sin embargo pueden afectar en el almácigo (vivero) en chapolas, fosforito que crece debajo de la planta adulta (Borbón 1990; Villegas *et al.* 2009), indican que las cochinillas harinosas en el cultivo del café facilitan el ingreso del hongo *Ceratocystis fimbriata*, agente causal de la llaga macana.

3.3 Ciclo biológico de las cochinillas

Si bien el ciclo de *Puto. barberi* se desconoce, la literatura reporta investigaciones con otros coccidos como el trabajo realizado por Chávez (2010), en donde determinó el ciclo de vida de *Dysmicoccus brevipes* en dos crías, en la primera, el ciclo duro 78.2 días a una temperatura de 21.8 °C y HR de 80% y en la segunda cría 54.3 días a 28.9 °C y 75 % de HR. El ciclo biológico de *Dysmicoccus brevipes* transcurrió entre 47 y 86 días, en promedio 66.3 días, éstos promedios coinciden con los obtenidos en Hawaii por Mau y Martin (2007), quienes registraron de 31 a 80 días con un promedio de 56 días.

Asplanato y García (2001), estudiaron el ciclo biológico de la cochinilla *Aonidiella aurantii* en diferentes parcelas de campo, donde determinaron que la duración del desarrollo del macho es aproximadamente del 60% de la duración del ciclo de la hembra, hasta el comienzo de la reproducción.

Kondo (2001), estudió el ciclo biológico de la cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus* determinando que éste insecto en condiciones adecuadas de clima puede presentar hasta 15 generaciones por año, sin embargo, en circunstancias de clima adverso puede haber incidencia estacional de la plaga.

3.4 Descripción de cochinillas harinosas asociadas al cultivo del café en Colombia

En Colombia, estudios realizados por Villegas (2008), indican que las cochinillas asociadas a las raíces del café son: *Puto barberi* (Cockerell, 1895), *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell), *D. neobrevipes* Beardsley, *D. texensis* (Tinsley), *Neochavesia caldasiae* (Balanchowsky) y *Pseudococcus jackbeardsley* (Villegas *et al.* 2008).

3.4.1 *Dysmicoccus* spp

Se registran tres especies del género *Dysmicoccus*: *D. brevipes* (Cockerell), *D. neobrevipes* (Beardsley) y *D. texensis* (Tinsley), con predominio de *D. brevipes* y *D. texensis*, las que correspondieron al 90% de las muestras de este género (Villegas *et al.* 2008).

Las especies representativas de *Dysmicoccus* tienen cuerpos ovalados y son más pequeñas que las del género *P. barberi*; poseen de 6 a 17 pares de cerarios, cada uno usualmente con no más de cinco o seis setas cónicas grandes y unas pocas setas auxiliares. En el dorso posee poros discoides de apariencia cribosa, especialmente en los segmentos abdominales posteriores, y poros discoides simples junto a los ojos. Tienen una uña sin dentículo y no

poseen ductos tubulares con anillo oral (Williams y Granara de Willink 1992; Villegas *et al.* 2008).

Estudios realizados por Ramos (2006), registraron a *D. texensis* en dos nuevos hospedantes para el país: *C. arábica* y *Musa* sp., grupo AAB. Mientras en Brasil, se ha registrado a *D. texensis* como la principal cochinilla de las raíces en café.

3.4.2 *Pseudococcus jackbeardsley* (Gimpel & Miller)

La especie *P. jackbeardsley* se encuentra ocasionando nodulaciones o enquistamientos en el tallo y las raíces, e hiperplasia en la raíz principal y secundarias. Esta cochinilla se encuentra asociada con un hongo basidiomyceto del género *Septobasidium*. *P. jackbeardsley* es un género de difícil clasificación taxonómica y del cual no se tiene una descripción satisfactoria. Los caracteres morfológicos más sobresalientes son: cuerpo ovalado con setas de la misma longitud, separadas en la periferia; antenas de ocho segmentos; 12 a 17 pares de cerarios, cada uno usualmente con dos o más setas cónicas, y, no existen cerarios pre oculares; setas auxiliares, al menos, en los cerarios de los lóbulos anales y en el penúltimo par; ductos tubulares con anillo oral en el dorso (Williams y Granara 1992).

3.4.3 *Neochavesia caldasiae* (Balachowsky) (1959)

Villegas (2009), registró dos especies *N. caldasiae* y *N. eversi*, siendo la más frecuente de encontrar a *N. caldasiae*, al igual que lo encontrado por Ramos y Serna (2006). El género *Neochavesia* reemplazó a *Chavesia*. Tiene una extraña apariencia en forma de pera y lóbulos anales prominentes. Fue encontrada por primera vez en raíces de café en el municipio de Chinchiná, Colombia. Esta cochinilla se ha reportado en simbiosis con hormigas del género *Acropyga* sp., complejo denominado como hormiga de Amagá, la cual fue descrita en el año de 1977 y que desde 1936, ha sido objeto de estudio por varios investigadores, entre ellos (Villegas *et al.* 2008).

3.4.4 *Puto barberi* (Cockerell), 1895

A). Descripción: *Puto barberi* es una especie polífaga y es probablemente la más común en el Neotrópico (Ben-Dov, 1994). Se encuentra tanto en raíces principales como secundarias, en hojas de *Coffea arabica* y en frutos de *Citrus sinensis* (Ramos 2006). La hembra puede medir hasta 10 mm de largo y 3 mm de ancho. Las especies de este género se caracterizan por tener un cuerpo ovalado y recubierto por una gruesa capa cerosa; tiene antenas usualmente con nueve segmentos; 18 pares de cerarios con 6 a 20 setas grandes sobre una placa esclerosada; uña tarsal con dentículo; setas dorsales lanceoladas, usualmente con los collares esclerosados, en ocasiones en grupos; trocánteres con tres a cuatro poros sensoriales por cada superficie; con frecuencia presenta círculo situado en el segmento abdominal III; poros triloculares en espiral más grandes que los de los géneros de Pseudococcidae (Williams y Granara 1992; Ramos 2006; Villegas *et al* 2008). *Puto barberi* es la cochinilla harinosa que predomina en todos los departamentos cafeteros de Colombia (Villegas *et al.* 2010).

A. Taxonomía: Según ITIS (2000), *Puto barberi* tiene la siguiente clasificación taxonómica:

Phylum:	Arthropoda
Subphylum:	Mandibulata
Clase:	Insecta
Subclase:	Pterigota
Orden:	Hemíptera
Sub Orden:	Sternorrhyncha
Superfamilia:	Coccoidea
Familia:	Putoidae
Género:	<i>Puto</i>
Especie	<i>barberi</i>

B. Sinónimos: Según Species 2000 e ITIS 2009, *Puto barberi* tiene las siguientes sinonimias.

Ceroputo barberi Cockerell, 1901 (synonym)

Phenacoccus trinidadensis Laing, 1925 (synonym)

Phenacoccus yuccae barberi Cockerell, 1895 (synonym)

Phenacoccus yuccae barberi 1896 (synonym)

Puto barberi Ferris, 1950 (synonym)

C. Hospedantes: Actualmente 56 especies son incluidas en este género. Las siguientes especies están representadas en el neotrópico: *Puto antioquenses* (Murillo), especie descrita de Antioquia, Colombia, en el cultivo del café. Los hospedantes reportados son: *Coffea arabica* (Rubiácea). Su distribución es exclusiva de Colombia (SEL 2003).

Puto barberi (Cockerell), fue descrita en Antigua Guatemala sobre *Allamanda*, *Thunbergia grandiflora*, *Coleus* y *Croton*. La mayoría de los hospedantes pertenecen a las familias: Apocynaceae, Asteraceae, Bromeliácea, Caprifoliácea, Caryophyllaceae, Euphorbiaceae, Fabácea, Geraniácea, Labiatae, Laurácea, Lomariopsidaceae, Lythraceae, Malvaceae, Nyctaginaceae, Oleaceae, Polygonaceae, Rosaceae, Rubiaceae, Rutaceae, Solanaceae, Sterculiaceae, Tamaricaceae, Thunbergiaceae, Umbelliferae y Verbenaceae. Su distribución es neotropical (varios países, entre ellos Antigua y Barbados, Bahamas, Colombia, República Dominicana, entre otros (OIRSA 2000).

Puto lamottei, su descripción proviene de Mérida, Venezuela, sobre *Espeletia timotensis* (Asteraceae, único hospedante), está exclusivamente en dicho país. (Gallego y Vélez 1992, citado por Ramos y Serna 2004).

Puto mexicanus (Cockerell) la especie descrita originalmente es *Dactylopius mexicanus* Cockerell, procedente de ciudad de México, en un hospedante sin identificar. Los

principales hospedantes son: Agavaceae: *Agave*, *Dasyllirion aerotiche*, Cactaceae, Euphorbiaceae: *Euphorbia*, Fagaceae: *Quercus engelmannii*, Fabaceae, Geraniaceae: *Pelargonium*, Nyctaginaceae: *Bougainvillea*, Oleaceae: *Fraxinus*, Phytolaccaceae: *Phytolacca*, Rubiaceae: *Coffea*, y Rutaceae: *Citrus*. Tiene una distribución neártica y neotropical (El Salvador y Guatemala) (SEL 2003).

Puto paramoensis, procedente de Mérida, Venezuela, en *Espeletia timotensis* (Asteraceae, único hospedante), es neo tropical, reportándose únicamente en Costa Rica y Venezuela. *Puto usingeri* (McKenzie), descrito en Cuzco, Perú, sobre una roca. Solamente se encuentra en ese país. Esta especie ha sido colectada en pocas ocasiones sobre piedras, pero nunca ha sido encontrada en plantas hospederas (SEL 2003).

Puto yuccae (Coquillett), tiene diez sinónimos, es conocida como la cochinilla grande de la yuca. Sus hospedante son: Agavaceae, Aizoaceae, Asteraceae, Cactaceae, Chenopodiaceae, Ericaceae, Fabácea, Garryaceae, Labiatae, Onagraceae, Rhamnaceae, Rutaceae y Scrophulariaceae. Es de distribución Neártica (México y Estados Unidos). Se encuentra principalmente en los tallos y el follaje de sus plantas hospedantes, aunque algunas veces también se encuentra en las raíces (Gallego y Vélez 1992, citados por Ramos y Serna 2004).

El género *Puto* está representado en Colombia por las especies *P. antioquensis* (Murillo) y *P. barberi* (Cockerell) en *Coffea* sp., *Cuphea racimosa*, *Daucus carota*, *Dianthus* sp., *Fragaria* sp., *Geranium* sp., *Manihot* sp., *Mikania micrantha*, *Physalis nicondroidi* y un hospedante desconocido y *P. yuccae* (Coquillett) con hábitos polífagos (Gallego y Vélez 1992; Williams 1992; Kondo 2001), citados por (Ramos y Serna 2004).

D). Distribución geográfica: Ha sido registrado en las Bahamas y en Colombia sobre *Coffea* sp., *C. arabica*, *Cuphea racimosa*, *Daucus carota*, *Dianthus* sp., *Fragaria* sp., *Geranium* sp., *Manihot* sp., *Mikania micrantha*, *Physalis nicondroidi*, en Republica

Dominicana sobre diferentes hospedantes, en Granada sobre *Acalypha* sp., *A. distorta*, *Cajanus* sp., *Citrus nobilis* var. Major, en Jamaica sobre *Elaphoglossum latifolium*, en Montserrat sobre *Acalypha* sp., *Citrus* sp., *C. aurantiifolia*, *Geranium* sp., diferentes hospedantes, en Puerto Rico sobre *Geranium* sp., Oleaceae, en St Kitts sobre *Acalypha* sp., *Bougainvillea* sp., diferentes hospedantes, en Santa Lucía sobre diferentes hospedantes, en Trinidad y Tobago en: *Acalypha* sp., *Bougainvillea glabra*, Bromeliaceae, *Citrus* sp., *Coccoloba uvifera*, *Gliricidia* sp., *Hibiscus* sp., *Lantana camara*, *Lonicera japónica*, *Persea americana*, *Theobroma cacao*, en Venezuela sobre *Acalypha wilkesiana*, *Citrus máxima*, *Coffea* sp., *Croton* sp., en las Islas Vírgenes sobre diferentes hospedantes (Williams y Granada 1992).

P. barberi es una plaga que ha sido encontrada en los puertos de Estados Unidos en embarcaciones provenientes de países como: Islas Vírgenes Estados Unidos Bahamas, Colombia, República Dominicana, Puerto Rico, Trinidad y Tobago, Venezuela sobre *Annona*, *Anthurium*, buganvillas, bromelias, *Cattleya*, *Cestrum*, *Chenopodium*, *Coccoloba*, *Croton*, y *Melicoccus*. Especies *P. barberi* y *P. mexicanus* se han tomado en EE.UU, en los puertos de entrada, incluidos: *Puto lasiorum* (Cockerell), en México, se han encontrado en nopal, *Leucophyllum*, y *Opuntia*), *P. ulter* (Ferris), por lo general de Guatemala en las orquídeas, también de Costa Rica, Honduras, México y Venezuela sobre las orquídeas, y *P. yuccae* (Coquillett) en México sobre *Cephalocereus*, *Cereus*, *Ferocactus*, *Lycium*, *Opuntia*, y *Suaeda* (Williams y Granada, 1992).

En Colombia *Puto barberi* se ha registrado en el cultivo del café, en los departamentos de Caldas, Quindío, Risaralda, Antioquia, Santander, Norte de Santander y Tolima (Villegas 2010).

3.5 Partenogénesis y viviparidad en los insectos

La mayoría de los insectos son de reproducción sexual, los huevos son fertilizados internamente, son puestos y se desarrollan a continuación fuera de la madre. Sin embargo

algunos han modificado la reproducción a tipos poco usuales como la partenogénesis y la viviparidad (Davey 1968).

Llanderal (1997), definió la partenogénesis como el desarrollo que se produce a partir de huevo sin fertilizar. Este tipo de reproducción se presenta generalmente en himenóptera y homóptera. La partenogénesis puede ocurrir de las siguientes formas: Arrenotokia cuando los huevos no fertilizados dan origen a machos, mientras que los fertilizados dan lugar a hembras, Telitokia cuando los huevos no fertilizados solo dan origen a hembras y Deuterotokia o Anfitokia cuando los huevos sin fertilizar pueden originar tanto machos como hembras.

Según Davey (1968) viviparidad en los insectos consiste en que los huevos incuban dentro de los órganos reproductores de la hembra, el embrión no tiene relación directa con los tejidos de la madre. Al eclosionar los huevos, las larvas o ninfas inmediatamente nacidas o eclosionadas son puestas fuera de la madre.

Llanderal (1997), indicó que la viviparidad ocurre cuando los huevos son retenidos en el aparato genital de la hembra hasta que se encuentran en un estado avanzado de desarrollo y la eclosión tiene lugar muy poco tiempo antes de la oviposición o durante ésta.

3.6 Algunos factores que influyen en el desarrollo de los insectos

Según Núñez *et al.* (2005), indican que los factores que favorecen el desarrollo de los insectos son: Temperatura alta, humedad relativa alta, tejido vegetal succulento, suelos arenosos y húmedos.

3.6.1 Temperatura

La temperatura según Andrewartha (1973), afecta la velocidad de desarrollo, la longevidad, la fertilidad y el comportamiento de los animales, especialmente de los poiquiloterms. Existe dificultad sobre todo en los animales terrestres poiquiloterms para medir la influencia de la temperatura independiente de la falta de humedad. Las temperaturas perjudiciales altas aparecen con mayor frecuencia en el desierto, donde la sequedad llega a ser más importante que el calor. Poblaciones densas que viven relativamente en pequeñas áreas, debido a su metabolismo pueden generar altas temperaturas letales para sí mismas, conllevando a que sobrevivan solo los individuos ubicados en las partes más extensas.

Bursell (1974), indicó que la temperatura influye en el índice de reproducción y en la velocidad de desarrollo del insecto de forma variable pero en forma general la tasa de oviposición se incrementa (huevos por día por hembra), a medida que se incrementa la temperatura desde el nivel inferior en que el proceso puede ocurrir, llegando a un límite superior cayendo posteriormente hasta cero.

A mayor temperatura se incrementa la velocidad de desarrollo, que a su vez significa una disminución en la duración de su desarrollo. A mayor temperatura se acorta la esperanza de vida y se eleva la tasa de consumo de oxígeno. En general influye en el metabolismo del insecto. Los insectos muy poco pueden regular su temperatura metabólicamente, lo intentan más bien mediante su comportamiento como el de calentarse al sol, sombreadarse o mantenerse inactivo (Bursell 1974).

3.6.2 Humedad

Según Bursell (1974), la tasa de oviposición y la tasa de mortalidad son influenciados por la humedad relativa del ambiente pero en forma indistinta según la especie, no se puede generalizar. Está demostrado en muchos insectos que la tasa de oviposición es afectada por la humedad. Las condiciones secas son en general malas para la oviposición, sin embargo,

para algunas especies las humedades altas son adversas, mientras que en otras, la tasa de oviposición aumenta progresivamente hasta alcanzar un máximo en atmosferas casi saturadas.

3.6.3 Edad de la hembra adulta y su capacidad reproductiva

Según Rabinovich (1980), en la naturaleza, la edad del individuo influye en su capacidad reproductora. Existen, en función de la edad, períodos de pre reproducción, luego períodos de reproducción y finalmente suelen existir períodos pos reproductivo. Es común la existencia de una etapa dentro del período reproductivo en la cual se produce el mayor número de descendencia, es decir el mayor esfuerzo reproductor, y ésta ocurre por lo general en edades de las más tempranas del período de madurez reproductiva, aunque en ciertas ocasiones puede presentarse ligeramente un retardo. Así en *Aphis fabae*., existe primero unos días en que no se produce la reproducción, para luego iniciar una reproducción que declina rápidamente.

3.7. Secreciones defensivas en los insectos

Gilmour (1968), indicó que las secreciones defensivas están muy extendidas entre los insectos. Las más conocidas son las relaciones químicas con los compuestos alifáticos de la cera cuticular, las quinonas, el ácido fórmico, ácido acético, y aldehídos no saturados de olor desagradable. Se ha observado que las soluciones de aldehído no solo tienen acciones repelentes, sino también una acción tóxica. Los insectos lanzan tales sustancias o las frotan contra la cutícula del individuo atacante, provocando rápidamente su intoxicación.

Algunas hormigas que segregan metilheptenona producen también compuestos cíclicos de naturaleza terpénica. Así los compuestos de clase dialdehídos terpenoides denominados irridodial y dolicoideal, ejercen además de una acción tóxica, un efecto pegante, como consecuencia de la polimerización del irridodial con el aire, dando a la secreción una

consistencia pegajosa, por lo cual se adhiere fácilmente a los predadores y prolonga los efectos tóxicos de los constituyentes más volátiles.

Las quinonas también al igual que otros compuestos fenólicos constituyen sustancias activas de las secreciones defensivas de muchos insectos. Se presentan en los carábidos, en las cucarachas y tijeretas. Algunos escarabajos pueden disparar las secreciones quinonas de sus glándulas pigidiales a distancias considerables. En los escarabajos bombarderos, en su glándula defensiva produce difenoles (hidroquinona y metihidroquinona) y peróxido de hidrogeno, las cuales al mezclarse reaccionan violentamente a manera de explosiones al salir la secreción a una distancia de 30 cm o más. En la cucaracha *Diploptera punctata* las quinonas son producidas en las glándulas traqueales. La descarga ocurre mediante la expulsión violenta del aire a través de los espiráculos asociados con las glándulas defensivas (Gilmour 1968).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Localización

El presente trabajo de investigación se realizó en el laboratorio de crianza perteneciente a la disciplina de entomología, del Centro Nacional de Investigaciones de Café (CENICAFE), ubicado en el municipio de Chinchiná, departamento de Caldas, Colombia a una temperatura promedio de 25°C y 70% de humedad relativa.

4.2 Materiales y equipo

Para la cría de *Puto barberi* se utilizó cajas petri, cartulina negra, papel toalla, cinta adhesiva, bisturíes, estante metálico, cera de abeja, bandejas plásticas, tijeras, marcador de tinta indeleble, cuchillas, pinceles finos, parafina, tape, estereoscopio, binocular con luz, binocular con cámara incorporada.

4.3 Dieta alimenticia

Para la alimentación de los insectos se utilizó raíces de la maleza *Talinum paniculatum* conocida comúnmente como cuero de sapo, ya que en estudios realizados Villegas (2010), determinó que la dieta a base de raíces de esta planta garantiza en el laboratorio la cría de *P. barberi*. Estas plantas fueron traídas de las fincas pertenecientes a la sub-estación experimental de Cenicafe denominada “la catalina” ubicado en el departamento del Quindío, de donde se estuvo abasteciendo, en algunos casos fue necesario cambiar el alimento rápidamente, cuando este fué infestado por microorganismos (hongos y bacterias) o cuando la deshidratación fue acelerada; Sin embargo, el alimento se cambio en promedio de cada 6 días. Las raíces de *T. paniculatum* fue lavada con agua destilada, sin usar ningún

desinfectante, lo que quizás fue el factor clave para la sobrevivencia del insecto ya que los desinfectantes pueden provocar repelencia al alimento y en algunos casos intoxicación y muerte.

Luego las raíces fueron cortadas con un bisturí a un tamaño de dos centímetros de largo por uno de diámetro, efectuando un corte longitudinal en ella para evitar dañar el insecto al rodar dentro de la placa petri, de los cuales solo se dejó un pedazo.

La planta utilizada para la alimentación de los insectos fue *Talinum paniculatum* que también recibe los nombres comunes de: Cuero de sapo, rama de sapo, verdolaga, orejilla, lechuguilla, verdolaga francesa (En Cuba), su Clasificación es la siguiente: Planta dicotiledónea, pertenece a la familia Portulacácea, herbácea, anual, erecta, subcarnosa y de 0.40 a 1 metro de altura. Crece en zonas con altitudes entre 1.000 a 1.700 msnm. Planta originaria del sur de Estados Unidos a Sudamérica y tiene una distribución secundaria: introducida en China y África; es invasiva en muchas islas del Pacífico.

4.4 Material biológico

Para la investigación se partió de un pie de cría que se encuentra en vivero de café, existente en CENICAFE, del cual se colectaron hembras adultas oviplenas, de *P. barberi*, considerándose oviplenas todas aquellas hembras que presentaban un cuerpo mas globoso y abultado atraves del cual se consideró que estaban próximas a reproducirse. Estas fueron desprendidas suavemente haciendo uso de un pincel fino para disminuir la mortalidad y fueron colocadas en envases plásticos de cinco cm de diámetro y siete cm de altura con tapa perforada luego se llevaron al laboratorio donde fueron observadas al estereoscopio para ver su estado, donde se seleccionaron las hembras que presentaban mejor estado de salud y que no habían iniciado la reproducción, considerando que las hembras de los coccidos una vez inician su oviposición, ésta es continua hasta su muerte y así proseguir con la crianza

4.5 Metodología

4.5.1 Aislamiento de hembras adultas de *P. barberi*

Considerando que se necesitaban 400 ninfas I para iniciar el ciclo biológico de *P. barberi* y que en observaciones preliminares se habían observado en promedio 15 ninfas por hembra. Se seleccionaron 120 hembras ovíparas (Figura 1 A), las cuales se colocaron individualmente en una caja petri de cinco punto cinco cm de diámetro, estas fueron tapizadas con cartulina negra en su base, esto con el fin de semejar condiciones de oscuridad y de contrastar con el color blanco de las cochinillas y así tener una mejor visibilidad al momento de las observaciones. A cada caja petri se le colocó un pedazo de raíz de la planta *Tallinum paniculatum* de dos cm de longitud por uno de diámetro aproximadamente, luego fueron tapadas y puestas en bandejas plásticas y ubicadas en un estante metálico en un cuarto climatizado a 25 C° y 70 % de humedad relativa con 12 horas luz y 12 horas de oscuridad. Las observaciones fueron cada dos horas durante todo el día para determinar el momento del inicio de la oviposición de las ninfas.

4.5.2 Inicio del ciclo de vida de *P. barberi*

Se procedió a preparar 100 cajas petri a las que se les tapizó la base con cartulina negra, se colocó un trozo de raíz de la maleza *Tallinum paniculatum*, de dos cm de longitud, seguidamente las ninfas emergidas el mismo día, se seleccionaron 400 luego de algunas horas cuando estas ya habían producido una cerita blanca (Figura 1 B), las que fueron ubicadas sobre los trozos de la raíz con ayuda de un pincel, en cada caja se colocaron cuatro ninfas I.

Seguidamente se marco cada caja petri enumerándolas de 1 al 100 para tener un total de 400 ninfas con las que se inicio el ciclo. Finalmente fueron colocadas en el estante metálico y tapadas con nylon color negro para simular oscuridad, a estas se les hizo observaciones permanentes cada cuatro horas a través del estereoscopio para ver su

comportamiento, hábitos y cambios morfológicos. Al inicio se tuvo el problema de que las ninfas por ser muy móviles y diminutas buscaron las orillas y se internaron por debajo de la cartulina por lo que se procedió a pegar la cartulina alrededor de la placa petri, utilizando para ello cera de abeja (*Apis mellifera*).



Figura 1. (A). Hembra adulta oviplena de *P. barberi*, (B), Hembra ovipositando, (C). Ninfa I de *P. barberi*.

De estas ninfas se seleccionaron 20 (Figura1 C), para hacer mediciones de ancho y largo con el fin de ver las diferencias en tamaño de un estadio a otro. Una vez que desarrollaron y se transformaron en ninfa II, de cada placa petri se seleccionó la primera que mudó y se eliminaron las tres restantes, para que únicamente quedara una ninfa II por caja petri, a las que se les dio el mismo seguimiento haciendo observaciones con intervalos de tiempo igual al estadio anterior, registrando si estas habían mudado o no o si sufrían cambios morfológicos.

Luego de cada muda se cambiaron a otro sustrato nuevo utilizando la técnica de molestar el insecto suavemente hasta que éste retirara los estiletes voluntariamente, anotando toda la información del insecto hasta que llegaron a adultos. La determinación de la duración de cada estadio ninfal, se hizo a través de la muda o exuvia que dejaba cada ninfa cuando esta se transformaba en el siguiente estadio. Cada estadio se diferenció y realizó una descripción morfológica hasta que llegó a su etapa adulta.

Las observaciones sobre la duración del proceso de muda consistieron en anotar la hora de inicio y de culminación de la muda, cuando la cutícula vieja se separaba por la parte anterior y dorsal del cuerpo con la exuvia replegada en la parte posterior del cuerpo respectivamente, la mayoría de insectos hicieron su muda en horas de la noche.

Con el fin de conocer las diferencias de los estados ninfales del insecto se realizaron mediciones de largo y ancho tres días después que éstas mudaban; así como también una evaluación descriptiva en donde se señaló la presencia de estructuras externas tamaño, forma y coloración.

4.5.3 Capacidad de reproducción de *P. barberi*

Paralelo al estudio del ciclo biológico de *P. barberi* con el objetivo de saber la capacidad de reproducción de estas, se colectó un grupo de hembras en estado adulto, de las que al atraves del estereoscopio se seleccionó 25 de ellas verificando que estuvieran en estado adulto para darles seguimiento, éstas se colocaron en cajas petri individuales y como alimento se les colocó un pedazo de raíz de la maleza *T. paniculatum* de dos cm de largo. A estas se les hizo revisiones (cada cuatro horas) durante todo el día para determinar la fecha de inicio de la oviposición.

Iniciada la oviposición se anotó la fecha y diariamente se contabilizó el número de ninfas diarias que cada hembra depositaba, anotando la fecha de ovoposición y de su muerte.

4.6. Evaluación complementaria

Se realizaron observaciones para conocer la sobrevivencia sin alimentación de la cochinilla harinosa, la cual consistió en aislar a las 24 horas de emergidas los diferentes estadios ninfales en cajas petri, cuya base tenía cartulina negra pero ésta sin alimento. Las evaluaciones se realizaron diariamente anotando si el insecto moría por inanición.

4.7 Análisis de la información

Se realizó un análisis descriptivo: medidas de tendencia central (promedios, rangos máximos y mínimos).

4.8. Morfología de *Puto barberi*

A cada una de las cochinillas se les realizó una descripción morfológica externa sin montaje en cada uno de los estadios ninfales como de la hembra adulta. Se consideró color, forma, tamaño del insecto y hábitos. La medición de la longitud y el ancho de las cochinillas se realizaron sobre 20 ninfas mediante un micrométrico ocular y estereoscopio, las medidas fueron tomadas tres días después de la muda, sin considerar los cerarios, es decir solo se midió el cuerpo del insecto.

Las imágenes fotográficas fueron tomadas durante la cría mediante un estéreo microscopio marca Nikon SMZ 1500 con un aumento 1/6x y las mediciones de los diferentes estados de desarrollo se realizaron mediante el software Nis Element.

4.9 Identificación de las cochinillas

4.9.1 Montaje microscópico de *puto barberi*

Quince hembras adultas de *P. barberi* fueron conservados en alcohol al 75 % durante 24 horas, a las que se les hizo una perforación dorsal y se colocaron en un frasco de vidrio para luego calentar en un baño maría por un tiempo de 10 a 15 minutos. Una vez sacados del baño maría se les agregó agua con detergente para eliminar el contenido corporal especialmente los ácidos grasos haciendo uso de pinceles finos. Para darle coloración y poder identificar con mayor claridad la estructura del insecto, se sumergieron por un espacio de 40 a 60 minutos en fucina ácida (colorante), pasándolos luego en alcohol por 10

minutos para bajar la densidad de la coloración y que ésta fuera la deseada procediendo luego a observarlos en el microscopio y hacer la identificación utilizando como referencia el manual para identificación de cochinillas de Williams y Granada (1992). Para finalizar el proceso los especímenes fueron colocados en porta objetos los que contenía una gota de bálsamo de Canadá para luego depositarlos en el museo entomológico Marcial Benavides, de CENICAFE, con su respectiva codificación.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Biología de *Puto barberi* (Cockerell)

Los resultados de las etapas de desarrollo en días que pasó durante su ciclo biológico *P. barberi* a una temperatura de 25 C° y H.R de 70 % (Cuadro 1), muestran a un estado de huevo que no pudo ser determinado por ser una especie vivípara, el estado ninfal en promedio tuvo una duración de 73.84 días con tres estadíos. La ninfa I en promedio duró 17.84 días, la ninfa II 24.4 días y la ninfa III 31.6 días en promedio; claramente se observó que la ninfa I desarrolló en menos días con respecto a los otros dos estadíos. El período promedio de oviposición fue de 20.6 días, en pos- oviposición duró de 6.4 días, la longevidad promedio fue de 27 días. Los resultados de oviposición, post- oviposición y longevidad fueron obtenidos a partir de 25 especímenes estudiados diferentes a los utilizados en el ciclo biológico.

Cuadro 1. Ciclo biológico de *Puto barberi*, en condiciones de laboratorio (25±2 C° y 70 ±2 % de H.R). CENICAFE, Colombia, 2011.

Estadíos de desarrollo	N° de individuos	Desarrollo promedio (días)	Rango de desarrollo (días)
Ninfa I	99	17.84	14 – 20
Ninfa II	97	24.4	10 – 39
Ninfa III	55	31.6	15 – 68
Total ciclo de desarrollo	55	73.84	49 – 105
Oviposición	25	20.6	6 – 31
Post oviposición	25	6.4	1 – 15
Longevidad	25	27	12 – 42

5. 2. Desarrollo de los estadios ninfales de *P. barberi* (Cockerell) (1895)

Contrario a lo que se esperaba, se determinó que bajo las condiciones de estudio, *P. barberi* tuvo un ciclo biológico bastante largo, lo que significa que cada generación del insecto puede causar daño a las plantas por más tiempo extrayendo savia y al ser vectores de fitopatógenos el daño ocasionado será de gran magnitud. El alargamiento del ciclo biológico pudo deberse a las condiciones de temperatura y humedad a la cuales fueron sometidas ya que éstas tienen influencia en la duración del tiempo de vida de un insecto y más en este caso que son poiquiloterms como lo señala (Bursell 1974).

No hay estudios en esta especie con la cual se pueda contrastar; sin embargo estos resultados fueron inferiores a los presentados por (Mau y Martin 2007 y Chávez 2010), quienes encontraron para la especie *Dysmicoccus brevipes*, una duración del ciclo biológico de 54 días y 56 días respectivamente.

En éste estudio no se encontraron machos corroborando las observaciones hechas por (Ramos 2006 y Villegas 2010); sin embargo, siguieron reproduciéndose dando lugar sólo a hembras por lo que se consideró una especie vivípara de reproducción partenogenética del tipo telitokia.

5.2 Descripción de *Puto barberi* (Cokerell)

La especie *P. barberi* tiene tres estados de desarrollo, ninfa y adulto. Durante el desarrollo ninfal mudó tres veces para convertirse en adulta por lo que los estadios ninfales son: ninfa I, II y III.

Las ninfas I emergidas durante los primeros días permanecieron debajo de la hembra y en su entorno, para lo cual la hembra continuamente levantaba ligeramente la parte posterior del cuerpo, después las ninfas migraron, movilizándose alrededor de la placa petri, incluso por encima del alimento hasta que días después decidieron alimentarse, prefiriendo

establecerse en las partes laterales del tallo, donde se había hecho el corte transversal, mostrando preferencia por las zonas más tiernas y succulentas del tallo. Solo unas hembras grávidas de las 25 estudiadas en los últimos días de su vida depositaron algunos huevos, que quedaron sin eclosionar. *Puto barberi* es una especie vivípara, porque la hembra retiene los huevos en su interior, en la vagina eclosionan en la parte interior de su cuerpo de su madre e inmediatamente son expulsados o en el transcurso de la oviposición eclosionan. Los huevos observados puestos por algunas hembras generalmente fueron no viables o las ninfas emergidas fueron muy débiles, esto pudo deberse a que no fueron retenidas en el interior del cuerpo de la hembra o que éstos tenían una edad avanzada próxima a su muerte.

Los integrantes de la población de *P. barberi* tuvieron una distribución contagiosa, la ninfa I migró y se estableció de preferencia en el corte transversal del tallo y algunas buscaron por debajo del mismo seguidamente otras ninfas se agruparon alrededor de la madre conformando grupos pequeños. Los estiletes del aparato bucal fueron introducidos dentro del tejido vegetal y conectados seguramente a los haces vasculares.

Las ninfas I tardaron entre dos y tres días en estabilizarse en un solo lugar por lo que hubo que estarlas acomodando hasta que introdujeron sus estiletes. Generalmente permanecieron inmóviles en el mismo lugar por un tiempo para luego trasladarse hacia otra zona, para ello extrajeron su estilete que es sumamente largo, más largo que la longitud de su cuerpo de color castaño anclado en el tallo (Figura 2 A).

El estilete fuera del tejido es difícil observarlo porque inmediatamente era contraído lentamente hacia una bolsa que se ubica por debajo de la cabeza donde se enrolla (Richards y Davies 1983). Para poderlo ver, se utilizó la técnica de congelamiento del insecto en una nevera por unos cinco minutos, una vez que este tenía su estilete visible después de haberlo molestado bruscamente con un pincel, estas observaciones se hicieron con las I, II y III, en todos los estadios de desarrollo los insectos fueron capaces de retirar y reinsertar los estiletes bucales con éxito en el tejido vegetal, pero a medida que desarrollaron se incrementó el grado de dificultad, la ninfa I hizo este proceso con mucha facilidad mientras

la ninfa II y III tubo mayor dificultad, en algunos casos no lo lograron y murieron al no poderse alimentar.

En general las ninfas y adultos jóvenes fueron capaces de migrar pero su movilidad fue menor a medida que se desarrollaron. Las hembras adultas prefirieron establecerse en las depresiones del tallo, al encontrar un pequeño obstáculo se quedaron quietas y dejaron de migrar. Con respecto a las antenas y patas estas se encontraron retraídas cuando la ninfa I estaba inmóvil, al caminar se extendieron siendo visibles. En las ninfas II, III y adulta sucedió lo mismo con las antenas, sin embargo, las patas ya no fueron visibles a partir de la ninfa II.

Cuando los insectos fueron volteados para verles la parte ventral o al momento de cambiarles el alimento, estos rápidamente volvieron a su posición normal arqueando su cuerpo a lo largo, y logrando hacerlo con mucho éxito en ninfa I y II, en la ninfa III y adulta ésta maniobra se volvió difícil. Las ninfas I y II presentaron carga electrostática en el cuerpo, en cantidad suficiente como para adherirse a una superficie que lo rozara; esto facilitaba al momento de manipularlas con el pincel y acercarse mucho la tapa de la caja petri estos fueron atraídos y literalmente quedaron pegados en la superficie. Este medio de dispersión es muy importante, ya que con facilidad se adhieren a las herramientas de trabajo o a cualquier material al cual éstas tengan contacto.

Estos insectos al exponerlas bruscamente a la luz del estereoscopio o cuando fueron molestadas con el pincel, levantaron el abdomen en el extremo posterior y dispararon pequeños chorros o globos de liquido, su naturaleza no ha sido determinada, pudiera ser parte de un sistema defensivo o la mielecilla para atraer las hormigas con las que establecen una relación trofobiótica (Sánchez y Apaza, 2000). Otras secreciones se produjeron por los ostiolos tanto por el par anterior como posterior, de estos emergieron pelotitas esféricas transparentes pegajosas que se endurecieron rápidamente las que en algunos casos dificultaba la manipulación con el pincel, éstas conforme se endurecían cambiaban de color hasta quedar en un color anaranjado (Figura 2 B) Es muy probable que fueran parte de un

sistema defensivo contra sus depredadores tal como lo señaló Gilmour (1968), estas secreciones al inicio de la etapa adulta fueron translucidos, para ser anaranjados y a la vejez de color rojizo. Finalmente en todo su desarrollo segregaron mielecilla.

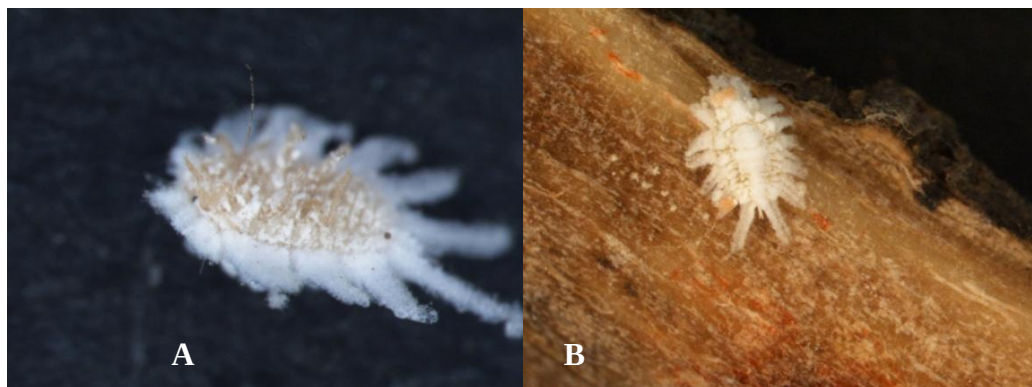


Figura 2 (A), Ninfas de *P. barberi* con su estilete visible y **(B),** con residuos de secreciones defensivas.

La ninfas de *P. barberi* durante su desarrollo mudaron tres veces hasta convertirse en adultas. La adulta no formó ovisaco, pero si un pequeño grupo de filamentos cerosos, donde albergaron a las ninfas, que luego de unas horas fueron saliendo lentamente, algunas lograron hacerlo con facilidad, otras permanecieron más tiempo atrapadas en una red formado por hilos cerosos, que la hembra segrega de sus conductos abdominales con fines de protección.

5.3 Morfología de *Puto barberi* (cockerell)

5.3.1 Huevo.

A pesar de que la especie se considera vivípara, en algunos casos fue posible observar huevos puestos por algunas hembras en edad avanzada (próximas a morir) o cuando éstas tuvieron una oviposición muy rápida, los huevos presentaron un color anaranjado, sin

embargo para observar los que se encontraban dentro de la hembra se disectaron algunas hembras ovíparas y a través de pinzas finas se extrajeron observando que tienen un color verde claro y su textura es muy lisa y son de forma redonda que al manipularlos se rompen como una bombita de agua. En algunos de estos huevos se les pudo observar dos puntitos negros los que probablemente corresponden a los ojos de la ninfa I, (Figura 3 A). Estos tienen una longitud de 0.46 a 0.61 por 0.24 a 0.40 de ancho en promedio de .53 de largo x 0.34 de ancho (Cuadro 2).

5.3.2 Ninfa I

Cuando la ninfa I nació presentó una coloración entre amarillo y anaranjado claro, color que minutos después fue desapareciendo al iniciar la segregación de cera pulverulenta en todo su cuerpo, llegando a cubrir todo su cuerpo a los dos y tres días; en algunos casos se observó la segmentación de su cuerpo. Las antenas fueron visibles en algunos casos ya que en este estadio el insecto es muy pequeño lo que dificulta ver con claridad las partes de su cuerpo, las patas claramente fueron observadas, cuando estas caminaban alrededor de su alimento, las cuales mueven hacia los lados.

Los ojos son como dos pequeños puntos negros ubicados a los lados de la cabeza vistos ventralmente. Los filamentos cerosos laterales son claramente vistos los que fueron aumentando de tamaño a medida que esta crecía (Figura 3 B). La ninfa I de *Puto barberi* mide entre 0.7 - 1.04 mm de longitud y 0.44 - 0.65 de ancho en promedio tienen 0.9 mm de largo por 0.5 mm de ancho (Cuadro 2). No hay referencia bibliográfica con la cual se pueda contrastar.

5.3.3 Ninfa II

Al finalizar la ninfa I tuvo un proceso de muda para convertirse en ninfa II, en este estadio las ninfas presentaron una coloración amarillenta opaca, pero inmediatamente iniciaron una segregación pulverulenta que rápidamente fue cubriendo todo su cuerpo. Tiempo que fue

esperado para cambiarles de alimento ya que esta cera facilitaba el manejo del insecto y daba protección a su cuerpo. Las antenas y las patas solo fueron visibles al momento de caminar, cuando estas estaban en un solo lugar no se pudieron observar (Figura. 3 C).

La ninfa II se diferencia del estadio anterior por su tamaño y por la abundancia en la segregación pulverulenta, como también en su comportamiento ya que éstas son menos móviles y se adhieren rápidamente al alimento. Las medidas de la ninfa II son: 1.07 - 1.84 mm de longitud por 0.75 - 1.11 mm de ancho en promedio midieron 1.5 mm de largo por 1.0 mm de ancho (Cuadro 2).

5.3.4 Ninfa III

La ninfa II al completar su desarrollo mudó para convertirse en ninfa III. La coloración y secreción pulverulenta fueron similares a los descritos para los anteriores estadios, con la diferencia que la cera fue más abundante y el crecimiento de sus cerarios laterales fueron mayores, así como las setas caudales, en este estadio fue difícil observar las antenas y las patas, ya que éstas una vez que se adhieren al vegetal difícilmente vuelvan a moverse, no se observó mucha diferencia con la ninfa II especialmente en tamaño (Figura 3 C). Las dimensiones de la ninfa III fueron las siguientes presento una longitud de 1.04 - 1.93 en promedio 1.58 mm y un ancho de 0.68 a 1.28 con un promedio 1.2 mm (Cuadro 2).

5.3.5 Adulta

La ninfa III al completar su desarrollo mudó y se convirtió en adulta. Las características diferenciales con respecto a la ninfa III estuvieron básicamente en tamaño, otras características observables fueron la presencia de filamento laterales más gruesos a medida que transcurrieron los días, al igual que en los estadios ninfales luego de la muda se cubrió de una serosidad pulverulenta blanca (Figura 3 D). La hembra adulta en su etapa inicial midió 2.13 mm de largo por 1.62 mm de ancho, con respecto a la ninfa III ésta tuvo un aumento de tamaño significativo esto pudo deberse a la necesidad de albergar las gónadas,

los ovarios que se desarrollan grandemente y se llenan de huevos durante la etapa reproductiva haciendo necesario evolutivamente un volumen más grande del cuerpo.

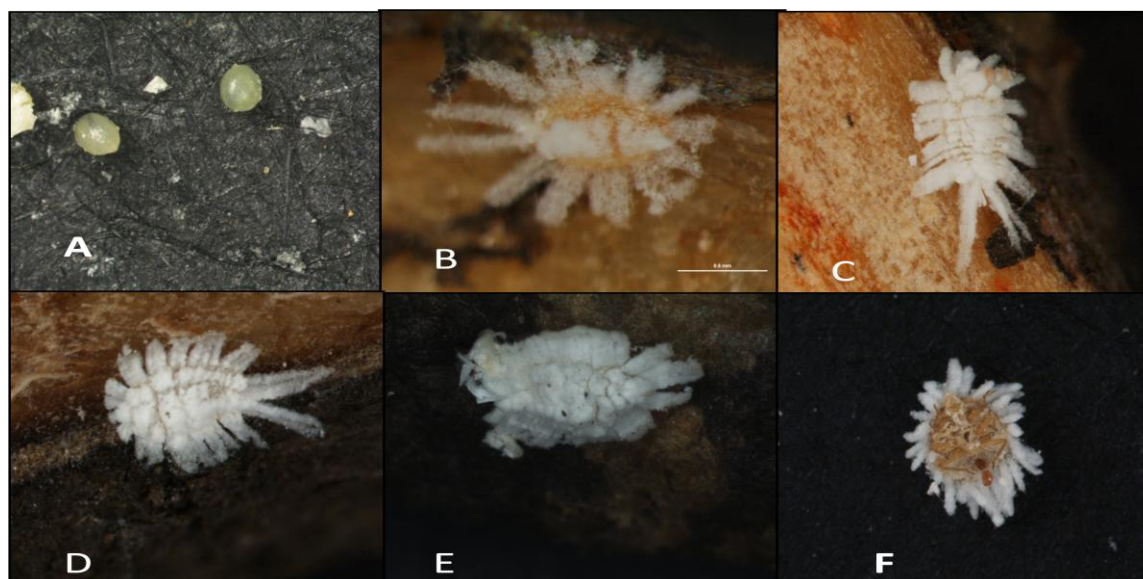


Figura 3. Estadíos de desarrollos de *P. barberi*, (A), huevo, (B) ninfa I, (C) ninfa II, (D) ninfa III, (E) adulta joven y (F) adulta oviplena.

Cuadro 2 Dimensiones de *Puto barberi*, bajo condiciones de laboratorio (25 ± 2 C° y 70 ± 2 % CENICAFE, Colombia 2011.

		Longitud		Ancho	
Estadío (o)	N° de especímenes	mm	Rango (mm)	mm	Rango (mm)
Huevo	10	0.5	0.4 - 0.6	0.3	0.2 - 0.4
Ninfa I	20	0.9	0.7 - 1.0	0.5	0.4 - 0.7
Ninfa II	20	1.5	1.0 - 1.8	1.0	0.8 - 1.1
Ninfa III	20	1.6	1.0 - 1.9	1.0	0.7 - 1.3
Adulta joven	20	2.13	1.59 – 2.3	1.61	1.12- 1.9
Adulta oviplena	25	3.3	2.4 - 1.6	2.3	1.6 - 2.4

5.4 Evaluación complementaria

5.4.1 Sobrevivencia de *Puto barberi* sin alimento

Una forma de dispersión de la plaga es mediante las herramientas de trabajo donde se adhiere. Los datos de sobrevivencia ayudan a entender la capacidad biótica para enfrentar condiciones adversas como la falta de alimento, útil para establecer estrategias de control como una rotación de cultivos a largo plazo. También en cuanto a la diseminación por las herramientas para evitar la diseminación de la plaga, sin necesidad de desinfectarla.

Según los resultados obtenidos a medida que incremento su desarrollo la sobrevivencia fue mayor. La ninfa I sin alimento sobrevivió de 8 a 15 días en promedio 11.7 días, la ninfa II sobrevivió de 14 a 31 días en promedio 25 días y la ninfa III de 17 a 35 días en promedio 27.8 días (Cuadro 3). Se puede observar la tendencia de que a medida crece el insecto la sobrevivencia sin alimento es mayor.

Cuadro 3 Sobrevivencia de *Puto barberi* sin alimento, bajo condiciones de laboratorio. (25.0 $\pm$ 2 C° y 70.0 $\pm$ 2). CENICAFE, Colombia 2011.

Estadío de desarrollo	Numero de insecto observados	Sobrevivencia (días)	Rango (días)
Ninfa I	10	11.7	8 a 15
Ninfa II	10	25	14 a 33
Ninfa III	10	27.8	17 a 35

La ninfa II y III a pesar de que el tiempo de sobrevivencia fue muy alto 25 y 27.8 días respectivamente, éstas no llegaron a mudar por lo que se puede decir que existe una latencia o dormancia en la metamorfosis del insecto ante la falta del alimento. La capacidad de sobrevivencia del insecto estuvo ligada a la cantidad de reservas que ésta tenía de un estadio anterior, a mayor edad y desarrollo del organismo tuvo mayor cantidad de reservas, las que permitieron hacer frente a un factor clave como lo es el alimento, considerando que los estadios II y III antes de ser aislados fueron alimentados.

5.4.2 Proceso de muda.

Bajo condiciones de 25.0 ± 2 C° y 70.0 ± 2 % de H. R., de un total de ocho individuos observados, el proceso de muda duró aproximadamente entre 47 y 140 minutos, en promedio 99.6 minutos. Esto fue observado cuando la cutícula se abrió por la parte anterior dorsal del cuerpo a nivel de la cabeza, el insecto se impulso lentamente hacia adelante quedando la exuvia poco a poco hacia atrás, como un saco arrugado de color blanco, mientras la nueva cutícula del nuevo estadio obtuvo un color amarillento claro (Figura 4). Una vez expulsadas la exuvia quedo totalmente desnuda, pero inmediatamente después se le fue formando una capa pulverulenta de color blanco hasta que le cubrió todo el cuerpo. Generalmente luego de la muda permaneció en la misma área, pudiendo luego emigrar.

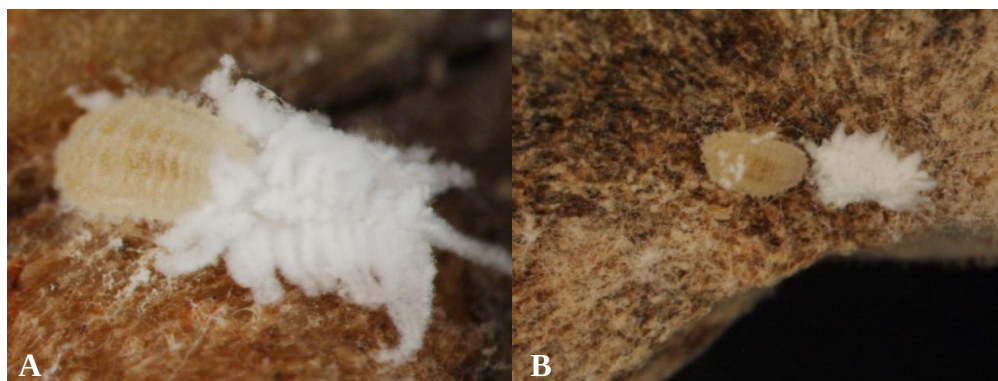


Figura 4 (A), Ninfa de *Puto barberi* en proceso de muda y **(B),** Ninfa de *P. barberi* y su exuvia.

5.4.3. Capacidad de reproducción

Esta especie quizá tenga una reproducción partenogenética porque tanto en este estudio como en observaciones hechas por (Ramos 2006 y Villegas 2010), no se han podido ver machos y las hembras han continuado reproduciéndose normalmente. En consecuencia puede tratarse de partenogénesis del tipo telitokia, coincidiendo éste acontecimiento con las definiciones descritas para este tipo de reproducción por (Davey 1968 y Llanderal 1997); sin embargo, no se puede tener certeza en lo encontrado ya que las cochinillas sometidas a

diferentes temperaturas pueden modificar su forma de reproducción (Williams y Granara 1992).

El insecto *P barberi* es una especie vivípara, donde la hembra no formó ovisaco, sino que los huevos fueron retenidos en el interior de la hembra donde eclosionaron antes de ser expulsados, inmediatamente después la hembra segregó hilos muy finos de seda de color blanco, en donde las ninfas quedaron atrapadas por un tiempo de aproximadamente 24 horas, donde la madre los retuvo para su protección. Este comportamiento coincide con las definiciones de viviparidad dadas por (Davey 1968 y Llanderal 1997).

P. barberi tuvo una producción entre 16 y 182 ninfas, en promedio 86.2 ninfas. No existen estudios sobre esta especie con la que se pueda contrastar sin embargo, estos valores son inferiores a los encontrados por Chávez (2010), en otro género con la especie *Dysmicoccus brevipes* quien encontró de 18 a 206, en promedio 61 ninfas y marcadamente inferiores a los citados por Mau y Martin (2007) quien encontró de 234 a 1000 huevos por hembra para *D. brevipes* con la diferencia a Chávez (2010) quien encontró machos.

Es probable que la cantidad de ninfas producidas por hembra sea superior al hallado, esto considerando que las hembras al ser trasladadas de un sustrato alimenticio a otro nuevo (fresco) pudieron inhibirse en producir más descendencias, también pudo haber una consecuencia por una menor alimentación de las hembras al tener la necesidad de reinstalar su estilete, y otro factor importante que pudo haber influido es el cambio de temperatura del campo a un ambiente controlado, ya que éste último tiene mucha influencia en la tasa de oviposición Bursell (1974).

Como se puede apreciar según estos resultados existe una alta variabilidad en la cantidad de ninfas producidas por hembra, esto debido quizás al cambio de temperatura, ya que en insectos la tasa de oviposición y la tasa de mortalidad son influenciadas por la temperatura y la humedad relativa del ambiente, pero en forma indistinta según la especie. Está

demostrado en muchos insectos que la tasa de oviposición es afectada por la humedad. Las condiciones secas son en general malas para la oviposición, sin embargo, para algunas especies las humedades altas son adversas, mientras que en otras la tasa de oviposición aumenta progresivamente hasta alcanzar un máximo en atmosferas casi saturadas Bursell (1974).

Se hizo una correlación entre la cantidad de ninfas producidas diariamente y los días de oviposición con un lapso de 31 días, (Figura 5). También se correlacionó la frecuencia acumulada de la cantidad de ninfas producidas (%) y los días transcurridos (Figura 6)

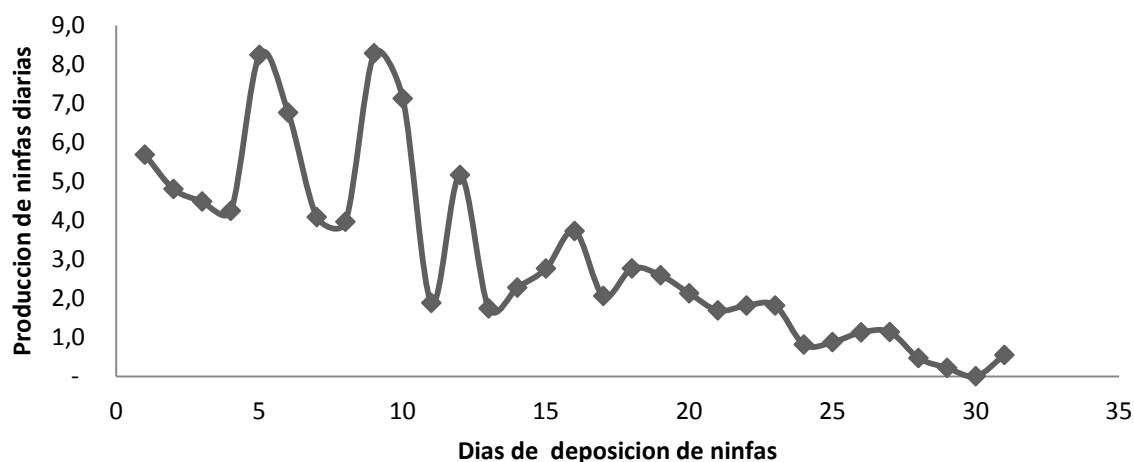


Figura 5 Promedio de ninfas producidas diariamente por hembras de *P. barberi*, bajo condiciones de laboratorio a 25.0 ± 2.0 °C y H.R de 70.0 ± 2.0 %.

Como se puede ver, se inicia con una producción entre 5 y 6 ninfas en promedio para el primer día luego en los 5 días siguientes disminuye la producción, sin embargo entre el día 5 y 10 se produce la mayor parte de ninfas, con el transcurrir de los días fue disminuyendo la producción llegando a un mínimo a los 27 días y del día 31 en adelante es nula la producción de ninfas, al término del cual murió.

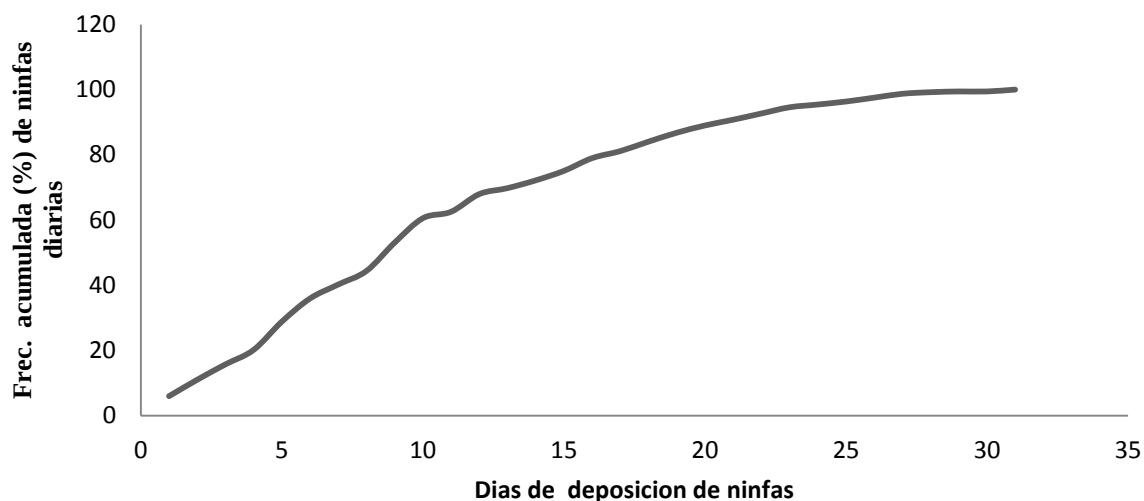


Figura 6. Frecuencia acumulada de ninfas, producidas diariamente por hembras de *P. barberi*, bajo condiciones de laboratorio a 25 ± 2 °C y H.R de $70 \% \pm 2$

La curva de frecuencia acumulada de producción de ninfas está constituida por el total de ninfas producidas al final de cada período de considerando como 100 % el total de ninfas producidas. El número de ninfas producidas por hembra el primer día representó el 6 % del total producidas, el 50 % se alcanzó rápidamente a los 9 días de iniciado el período de producción de ninfas, el 70% a los 13 días y el 84 % a los 18 días, posteriormente en los restantes 13 días el incremento se redujo significativamente, llegando a los 31 días al 100%. El insecto como todo organismo tiene su período reproductivo, donde produce descendencia para perpetuar la especie, y en los primeros días generalmente es la más fecunda y descendiendo generalmente al final, que en el caso de los insectos termina con la muerte a los pocos días de culminada (Rabinovich, 1980).

De 25 hembras observadas, se determinó que el período de producción de ninfas *P. barberi* en promedio fué de 20.07 días (Cuadro 4), inferior a lo encontrado por (Mau y Martin 2007 y Chávez 2010), quienes encontraron 23 y 25 para la especie *D. brevipes*. El período pos-reproductivo fue de 6.4 días, muy parecido a lo reportado por (Mau y Martin 2007) cinco días y Chávez 2010 cuatro días, la longevidad de *P. barberi* fué de 27 días en promedio, en

general las diferencias encontrados son mínimas y éste lapso de tiempo corresponde a la última etapa del insecto descrito por (Rabinovich 1980).

Cuadro 4. Longevidad y Oviposición de hembras adultas de *P. barberi*, bajo condiciones de laboratorio (25 C° ±2 y 70 % ±2 H.R.

Numero de hembras evaluadas	Promedio de ninfas por hembra	Días de oviposición	Días post oviposición	Longevidad (días)
25	86.2	20.07	6.46	27

De la quince hembras adultas de cochinillas que fueron identificadas todas corresponden a *P. barberi* éstas presentaron cuerpo ovalado 17 pares de cerarios, antenas con 9 segmentos, patas con uñas, circulo oval corroborando la morfología características de *Puto barberi* (Figura 7). Luego fueron montadas en bálsamo de Canadá y fueron depositadas en el museo entomológico Marcial Benavides, de CENICAFE, con su respectiva codificación.

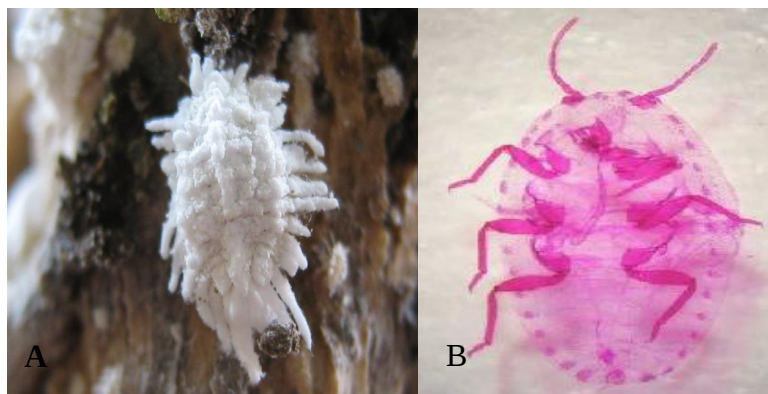


Figura 7 Hembra adulta de *Puto barberi* (A), en campo y (B), montaje en laboratorio

VI. CONCLUSIONES

Teniendo en cuenta las condiciones en las cuales se desarrolló el presente trabajo de investigación se concluye que:

La cochinilla harinosa de la raíz del cafeto es una especie vivípara, de reproducción partenogénica de tipo telitokia, pasa por tres estados de desarrollo, huevo, ninfa y adulta.

El estado de ninfa pasa por tres estadíos, ninfa I, II y III.

El período de duración de la ninfa I fue de 14 a 20 días, la ninfa II duro de 10 a 39 días y la ninfa III duran de 15 a 68 días, durando el estado ninfal 73. 84 días en promedio.

La hembras de *P. barberi* produjo entre 16 a 182 ninfas en un periodo de oviposición de 20.6 días, produciéndose la mayor cantidad en los primeros diez días.

Los diferentes estados ninfales de *P. barberi* aumentan la sobrevivencia sin alimento a medida que incrementan su desarrollo.

VII. RECOMENDACIONES

Con base a lo encontrado en este estudio se recomienda lo siguiente:

Realizar éste estudio tanto en laboratorio como en campo a humedad y temperatura diferentes.

Estudiar la capacidad de daño que causan estos insectos en plantas de café

Determinar la composición química y utilidad de las sustancias emanadas tanto por los ostiols como por los chorros disparados por el ano.

Estudiar este insecto en diferentes condiciones para establecer la existencia de machos.

Realizar un estudio para contabilizar el numero de cerarios en los diferentes estados biológicos de *P. barberi*.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

Andrewartha, HG. 1973. Introducción al estudio de poblaciones animales. Madrid, España. Editorial, Halamambra. 324 p.

Asplanato, G; García, F. 2001. Ciclo estacional de la cochinilla roja californiana, *Aonidiella aurantii* (Homóptera: Diaspididae). Revista Agro ciencia, vol. No 1: pág. 54- 67.

Ben-dov, YA. 1994. Systematic catalogue of the Mealybugs of the World (Insecta: Homoptera: Coccoidea: Pseudococcidae and Putoidae). With data on geographical distribution, host plants, biology and economic importance. New Castle upon Tyne: Intercept Ltd. Andover. Athenaeum Press. 686 p.

Borbón, O. 1990. Cochinilla harinosa del cafeto (*Planococcus citri*). ICAFE-MAG. San José, Costa Rica. s.p.

Bursell, E. 1974. Introducción a la fisiología de los insectos, Madrid, España. Alahambra. 350 p.

Cárdenas, MR; Benavides GM. 1973. La palomilla del cafeto. Avances Técnicos Cenicafé, Chinchiná, Caldas, Colombia. No. 29: 1-2. P

Cárdenas, MR; Posada, FJ. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Deptal. De cafeteros Quindío, Armenia, Cenicafé, Colombia. 250 p.

Chávez, AJ. 2010. Biología y morfología de *Dysmicoccus brevipes*, (Hemíptera: Pseudococcidae). Tesis M. Sc. Escuela de post grado, Universidad Nacional Agraria, la Molina, Lima, Perú 112 p.

Davey, KG. 1968. La reproducción en los insectos. Edit. Alhambra Madrid, España. 106 p.

FNC (Federación Nacional de Cafeteros de Colombia). 2011. Sostenibilidad en acción 1927-2010. Bogotá, Colombia, 174 p.

Guharay, F; Monterrey, J; Monterroso, D; Staver, C. 2000. Manejo integrado de plagas en el cultivo del café. CATIE, Managua, Nicaragua, 267 p.

Guilmour, D. 1968. Metabolismo de los insectos. Edit. Alhambra. Madrid España. 215 p.

ICA (Instituto Colombiano Agropecuario). 2003. Estado fitosanitario de cultivos de importancia económica en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia. 76 p.

ICA (Instituto Colombiano Agropecuario). 1989. Lista de Insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Bogotá, Colombia. Bol. Técnico No. 43, 4ª Edición, 662 P.

Kondo, T. 2001. Las cochinillas de Colombia (Hemíptera: Coccoidea). Revista Bióta Colombiana, 2(1): p 31- 48.

Llanderal, C. 1997. Introducción a la fisiología de los insectos. Colegio de post- graduado Chapingo, México. 170 p.

Marcano, F. 2002. Estudio preliminar sobre la distribución de la cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus*. (En línea) Consultado el 3 de abril del 2011. Disponible en: www.fundacite-aragua.gob.ve/pdf/pf20040517-01maconellicoccus.pdf

Mau, FL; Martin, J. 2007. *Dismyococcus brevipes*. Dep. De entomología Universidad de Hawaii. Honolulu, EUA. (En línea) Consultado el 5 de mayo 2011. Disponible en: http://www.extento.hawaii.edu/kbase/crop/d_brevip.htm.

Morales, E. 1996. Combate de plagas del café. Ministerio de Agricultura y Ganadería. Boletín divulgativo. No, 41. s. p.

Nakano, O. 1972. Estudo da cochonilha da raiz cafeeiro *Dysmicoccus cryptus* Hempel, Comb. 1918. (Homoptera, pseudococcidae). Piracicaba (Brasil), Universidade de Sao paulo. Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Tesis Ing. (. Docente Livre do departamento de Entomologia). 130p.

Núñez, E; Carbonell, E; Ponce, A; Caballero, C; Roque, J; Pineda, O; Valdivieso, L. 2005. Espárrago Peruano: Manejo integrado de plagas. Lima, Perú. Servicios Nacionales de Sanidad agropecuaria. 100 p.

OIRSA (Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria). 2000. Identificación de insectos de la Súper familia Coccoidea con énfasis en Cochinilla Rosada *Maconellicoccus hirsutus*. Manual técnico Guatemala. 64 p.

Quiñonez, JP. 2005. Efecto de insecticida- acaricida bifentrina y azufre impregnado en la bolsa de polietileno para la protección del racimo de banano (*Musa sp*), contra cochinilla harinosa (*Pseudococcus sp*). Tesis Ing. Agr. En finca Campo Verde, Izabal, Guatemala. Universidad de San Carlos de Guatemala. 50 p.

Rabinovich, JE. 1980. Ecología de poblaciones animales, México, continental. 112 p.

Ramos, A; Serna, J. 2004. Coccoidea de Colombia, con énfasis en las cochinillas harinosas (Hemíptera: Pseudococcidae. (En línea). Consultado el 3 de mayo del 2011. Disponible en: <http://redalyc.uaemex.mx/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=179914073003>.

Ramos, A. 2006. Chinchas harinosas (Hemíptera: Pseudococcidae y Putoidae) en cinco cultivos de la región Andina Colombiana. M. Sc. Ciencias agrarias con énfasis en entomología, Escuela de post- grados Universidad de Colombia Bogotá, Colombia 105 p.

Sánchez, A. 1984. Manual de enfermedades y plagas del café. Daños y técnicas de control Anacafé. Guatemala, Guatemala, 113 p.

Sánchez, G; Vergara, C. 1997. Plagas de hortalizas. Departamento de entomología Universidad Nacional Agraria La Molina Lima, Perú. 255 p.

Sánchez, G; Apaza, W. 2000. Plagas y enfermedades del espárrago en el Perú. Lima graffitti comunicación integral. 140 p.

SEL (Systematic Entomology Laboratory). 2003. Scale insects: general information. (En línea). Consultado el 28 de abril del 2011. Disponible en: <http://www.set-barc.usda.gov/scalenet/> htm.

ITIS (Integrated Taxonomic Information System). 2000. Catalogue of Life, 2009. *Puto barberi* (en línea). Englant. Consultado Junio. 2011. Disponible en: http://www.catalogueoflife.org/annual-checklist/show_species_details.php?id_record_=321952.

Triplehorn, CA; Johnson, NF. 2005. Borror and Delongs. Introduction to the study of insects. Seventh Edition. Australia, Thomson.. 864 p.

Vásquez G, JV; Segura, M. 2001. La cochinilla de la raíz del cultivo del café. Oficina Regional Naranjo, Valle Central Occidental, Icafé. Online Internet. <http://www.cafedecostarica.org/icafe/Boletines/Naranjo3.pdf>. (Consultado junio 2011).

Villegas García, C. 2010. Identificación de ácidos grasos de las cochinillas harinosas Hemiptera: Putoidae y Pseudococcidae asociadas a las raíces del café. Congreso de entomología. Socolen. Bogotá, Colombia.

Villegas, C; Bustillo P, AE; Zabala E, G; Benavides M, P; Ramos, P, AA. 2008. Cochinillas harinosas en cafetales colombianos. Capítulo 24, p. 342 – 354. Editor A. E. Bustillo P. En: Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana. FNC – Cenicafé, Chinchiná (Colombia). Editorial Blancolor Ltda, Manizales, 466 p.

Villegas, C; Zabala, GA; Ramos, AA; Benavides, P. 2009. Identificación y hábitos de cochinillas harinosas asociadas a raíces del café en Quindío. Cenicafé 60(4):354-365.

Willard, JR. 1972. Studies on the rates of development and reproductions of California red scale, *Aonidiella aurantii*, (Homoptera: Diaspididae), Aut. J zool. 20: 49-65.p

Williams, DJ; Granara de Willink, MC. 1992. Mealybugs of Central and South America. CAB International, London, England. 635p.

ANEXOS

Anexo 1. Oviposición diaria de *Puto barberi*, bajo condiciones de laboratorio (25 C° ±2 y 70 %±2).CENICAFE, 2011

Días de oviposición	Hembras ovíparas (H)																								
	H1	H2	H3	H4	H5	H6	H7	H8	H9	H10	H11	H12	H13	H14	H15	H16	H17	H18	H19	H20	H21	H22	H23	H24	H25
1	1	3	3	3	1	4	6	10	5	3	1	6	11	2	18	3	2	9	6	5	2	21	8	2	7
2	3	7	6	3	1	6	5	16	7	10	0	0	12	4	21	6	3	0	0	0	0	1	0	9	0
3	4	8	4	5	2	6	9	2	2	10	0	10	0	0	4	1	1	23	0	16	0	2	0	3	0
4	3	2	11	0	4	5	0	2	17	0	0	7	6	0	1	16	4	7	2	5	10	3	0	0	1
5	7	12	7	13	17	29	0	2	7	24	0	16	0	16	0	10	20	0	0	0	0	12	14	0	0
6	4	6	10	5	0	10	6	9	3	22	0	0	5	8	23	0	0	0	0	13	26	5	0	9	5
7	0	0	4	0	0	7	4	4	0	0	0	5	0	0	8	0	9	21	5	6	5	7	14	3	0
8	7	3	0	7	8	0	0	0	7	22	12	7	9	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	14	0
9	20	7	11	7	10	23	14	14	0	10	0	0	0	0	17	15	23	0	0	0	7	17	0	11	1
10	0	0	9	0	0	15	2	17	0	23	22	9	0	4	18	0	4	5	0	27	2	10	0	11	0
11	6	6	0	0	16	0	2	0	5	0	6	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	2
12	0	0	6	0	5	10	0	8	0	20	0	12	5	0	10	6	26	6	0	0	0	1	7	7	0
13	8	0	5		8	0	2	0		5	0	0	0	1	1	0	8	0	0	0	0	0	0	0	2
14	0		3		0	3	0	0		0	18	8	3	0	0	0	6	9	0	0	0	0	0	0	0
15	8		0		9	0	0	0		0	3	3	0	5	0	20	0	0	0	10	0	0		0	0
16	8		3		0	11				0	0	0	5	8	5	0	16	0		0	10	0		0	1
17	0		0		0	3				6	3	7	0	0	5	0	0	4		5	0			2	0
18	3		0		14	0				0	0	5	2	1	0	20	0	2		0	0			0	0
19	0		2		0	3				11	0	0	0	0	3	0	16	0		0	0			9	0
20	4		0		8	0				4	0	0	0	4	0	9	0			5	0			0	0
21	0		0		0	4				0	3	0	2	0	2	0	5			6	0			5	0
22	10		0		10	0				2	0	4	0	3	0	0	0			0	0			0	0
23	0		2		0	3				6	0	0	0	0	3	4	0			3	5			3	0
24	0		0		0	0				0	2	6	0	0	0	0	0			0	0			5	0
25	0		0		5	0				0	0	0	0	0	0	5	0			4	0			0	0
26	0		0		0	2				0	0	0	0	0	3	0	9			0	0			4	0

27	0		0		0	1				4	3	2	0	0	0	0	3			4	0			0			1.1	94.0	99
28	1		0		3	0				0	0	0	0	0	0	3	0			0	0			0			0.5	94.4	99
29	0				0	0				0	2	0	0	0	0	0	1			0	0			0			0.2	94.7	99
30	0					0				0	0	0	0		0	0	0			0	0			0			-	94.7	99
31						0				0	2	0	0		0	0	0			0	0			4			0.5	95.2	100
32						0				0	0	0			0	0	0			0	0			0			-	95.2	100
33						0				0	0	0			0	0	0			0	0			0			-	95.2	100
34						0				0	0	0			0	0	0			0	0			0			-	95.2	100
35						0				0	0				0	0	0			0	0			0			-	95.2	100
36						0				0	0					0	0			0	0			0			-	95.2	100
37						0					0					0	0			0				0			-	95.2	100
38						0										0	0			0				0			-	95.2	100
39																0	0			0				0			-	95.2	100
40																0	0			0				0			-	95.2	100
41																0	0							0			-	95.2	100
42																0	0										-	95.2	100
43																	0										-	95.2	100
44																	0										-	95.2	100
45																	0										-	95.2	100
46																												95.2	100
Suma	97	54	86	43	12	14	50	84	53	18	77	10	60	56	14	12	15	86	16	10	67	79	57	87	19				
Promedio	3.2	4.2	3.1	3.5	4.2	3.8	3.3	5.6	4.4	5.1	2.1	3.2	1.9	1.9	4.1	2.9	3.5	4.5	1.1	2.7	1.8	4.9	4.1	2.1	0.73				

Anexo 2. Dimensiones de *P. barberi*, bajo condiciones de laboratorio 25 C° ±2 y 70±2 %, CENICAFE Colombia, 2011.

Huevo			Ninfa I			Ninfa II		
N° de huevo	Largo	Ancho	N° de insecto	Largo	Ancho	N° de Insecto	Largo	Ancho
1	0.61	0.35	1	0.91	0.49	1	1.63	0.99
2	0.51	0.36	2	1	0.54	2	1.74	1.05
3	0.48	0.38	3	1.04	0.56	3	1.84	0.91
4	0.54	0.38	4	1.01	0.61	4	1.22	0.8
5	0.61	0.4	5	0.8	0.48	5	1.07	0.75
6	0.46	0.33	6	0.81	0.44	6	1.12	0.77
7	0.55	0.24	7	1	0.55	7	1.83	1.03
8	0.53	0.3	8	1.01	0.62	8	1.24	0.79
9	0.51	0.38	9	0.85	0.5	9	1.56	0.9
10	0.52	0.32	10	0.97	0.51	10	1.7	1.04
Suma	5.32	3.44	11	0.91	0.65	11	1.68	1.11
Promedio	0.532	0.34	12	0.79	0.48	12	1.2	0.77
Máximo	5.32	3.44	13	0.97	0.59	13	1.23	0.81
Mínimo	0.46	0.24	14	0.95	0.54	14	1.55	0.99
			15	0.82	0.52	15	1.56	0.9
			16	0.79	0.52	16	1.44	0.93
			17	0.78	0.47	17	1.56	0.96
			18	0.66	0.5	18	1.72	1.08
			19	0.91	0.52	19	1.3	0.98
			20	1.04	0.61	20	1.32	1
			Suma	18.02	10.7	Suma	29.51	18.56
			Promedio	0.901	0.535	Promedio	1.47	0.92
			Mínimo	0.66	0.44	Mínimo	1.07	0.75
			Máximo	1.04	0.65	Máximo	1.84	1.11

Huevo			Ninfa I			Ninfa II		
N° de huevo	Largo	Ancho	N° de insecto	Largo	Ancho	N° de Insecto	Largo	Ancho
1	0.61	0.35	1	0.91	0.49	1	1.63	0.99
2	0.51	0.36	2	1	0.54	2	1.74	1.05
3	0.48	0.38	3	1.04	0.56	3	1.84	0.91
4	0.54	0.38	4	1.01	0.61	4	1.22	0.8
5	0.61	0.4	5	0.8	0.48	5	1.07	0.75
6	0.46	0.33	6	0.81	0.44	6	1.12	0.77
7	0.55	0.24	7	1	0.55	7	1.83	1.03
8	0.53	0.3	8	1.01	0.62	8	1.24	0.79
9	0.51	0.38	9	0.85	0.5	9	1.56	0.9
10	0.52	0.32	10	0.97	0.51	10	1.7	1.04
Suma	5.32	3.44	11	0.91	0.65	11	1.68	1.11
Promedio	0.532	0.34	12	0.79	0.48	12	1.2	0.77
Máximo	5.32	3.44	13	0.97	0.59	13	1.23	0.81
Mínimo	0.46	0.24	14	0.95	0.54	14	1.55	0.99
			15	0.82	0.52	15	1.56	0.9
			16	0.79	0.52	16	1.44	0.93
			17	0.78	0.47	17	1.56	0.96
			18	0.66	0.5	18	1.72	1.08
			19	0.91	0.52	19	1.3	0.98
			20	1.04	0.61	20	1.32	1
			Suma	18.02	10.7	Suma	29.51	18.56
			Promedio	0.901	0.535	Promedio	1.47	0.92
			Mínimo	0.66	0.44	Mínimo	1.07	0.75
			Máximo	1.04	0.65	Máximo	1.84	1.11

Anexo 3. *P. barberi*, sin alimento, bajo condiciones de laboratorio (25 C° $\pm$ 2 y 70 %) $\pm$ 2. CENICAFE, 2011.

Ninfa I			Ninfa II			Ninfa III		
N° insecto	Días	observaciones	N° insecto	Días	observaciones	N° insecto	Días	observaciones
1	12		1	33		1	31	
2	13		2	14		2	17	
3	12		3	30		3	33	
4	8		4	15		4	35	
5	8		5	33		5	24	
6	9		6	27		6	35	
7	13		7	32		7	22	
8	12		8	32		8	28	
9	15		9	20		9	30	
10	15		10	14		10	23	
suma	117		suma	250		suma	278	
Promedio	11.7		Promedio	25		Promedio	27.8	
Mínimo	8			14			17	
Máximo	15			33			35	

Anexo 4. Duración del proceso de muda de *P. barberi*, bajo condiciones de laboratorio (25 C° $\pm$ 2 y 70 % $\pm$ 2). CENICAFE, Colombia, 2011.

N° DE INSECTO	HORA DE INICIO	HORA FINAL	DURACIÓN EN MINUTOS
1	08:00	08:47	47
2	01:30	03:40	130
3	08:30	10:40	130
4	08:50	11:10	140
5	09:05	10:50	105
6	02:20	03:20	60
7	03:10	05:10	65
8	01:45	02:50	120
SUMA			797
PROMEDIO			99.625
MÍNIMO			47
MÁXIMO			140

Anexo 5. Longevidad, capacidad de reproducción de *P. barberi*, bajo condiciones de laboratorio (25 C° $\pm$ 2 y 70 % $\pm$ 2), CENICAFE 2011.

N° de insecto	Total ninfas	Promedio ninfas/ día	Oviposicion (días)	Post oviposición (días)	Longevidad (días)
1	97	3.2	28	2	30
2	54	4.2	11	2	13
3	86	3.1	23	5	28
4	43	3.3	9	4	13
5	121	4.2	28	1	29
6	145	3.8	27	11	38
7	50	3.6	12	2	14
8	84	6.5	12	1	13
9	53	4.4	11	1	12
10	182	5.2	26	9	35
11	77	2.1	30	6	36
12	107	3.1	27	7	34
13	60	2.1	21	8	29
14	56	1.7	22	11	33
15	142	4.1	26	9	35
16	122	2.9	28	14	42
17	156	3.7	27	15	42
18	86	4.5	18	1	19
19	16	0.4	27	11	38
20	109	2.9	24	13	37
21	67	5.2	12	1	13
22	79	5.6	12	2	14
23	57	4.8	6	6	12
24	87	2.1	31	10	41
25	19	0.8	16	9	25
Suma	2155	87.5	514	161	675
Promedio	86.2	3.5	20.6	6.4	27

Anexo 6. (A) Aspecto de *T. paniculatum*. **B.** Raíces de *T. paniculatum* con presencia de *P. barberi*.

