



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

DIVISION DE CIENCIAS FORESTALES

PROGRAMA DE MAESTRÍA EN CIENCIAS FORESTALES

ESTUDIOS PRELIMINARES PARA EL CONTROL BIOLÓGICO Y QUÍMICO DEL MUÉRDAGO (*Cladocolea loniceroides*) EN LA CIUDAD DE MÉXICO.

T E S I S

Que como requisito parcial para obtener el grado de:

Maestra en Ciencias en Ciencias Forestales

PRESENTA:

BIOL. VERONICA BLAS ANDÓN



DIRECCION GENERAL ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
JEFATURA DE EXAMENES PROFESIONALES

CHAPINGO, ESTADO DE MÉXICO.

JULIO 2012

La presente tesis titulada: “Estudios preliminares para el control biológico y químico del muérdago (*Cladocolea loniceroides*) en la Ciudad de México”, realizada por la alumna: Verónica Blas Andón, bajo la dirección del consejo particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

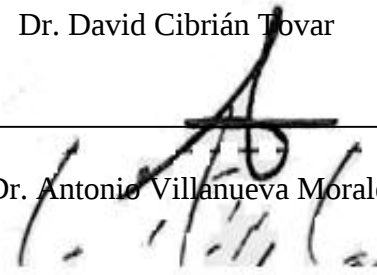
MAESTRA EN CIENCIAS
EN CIENCIAS FORESTALES

Director:



Dr. David Cibrián Tovar

Codirector:



Dr. Antonio Villanueva Morales

Asesor:



M. C. Víctor David Cibrián Llanderal

CHAPINGO, ESTADO DE MÉXICO, JULIO DE 2012

DEDICATORIAS

Son muchas las personas especiales a las que me gustaría agradecer su amistad, apoyo, ánimo y compañía en las diferentes etapas de mi vida. Algunas están aquí conmigo y otras en mis recuerdos y en mi corazón. Sin importar en dónde estén o si alguna vez llegan a leer estas dedicatorias quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones.

Al más especial de todos. A ti señor porque me diste la oportunidad de vivir y de regalarme una familia maravillosa y porque hiciste realidad este sueño, por todo el amor con el que me rodeas y porque me tienes en tus manos. Esta tesis es para ti.

Mami, no me equivoco si digo que eres la mejor mamá del mundo, gracias por todo tu esfuerzo, por luchar contra todos para que estuviéramos juntas, gracias por la educación que me diste, gracias por tu apoyo y por la confianza que depositaste en mí, gracias por que en todo momento te has preocupado por mí. Gracias por crear un mundo para mí de tal manera que yo nunca sufriera....Te amo madre.

Papá, éste es un logro que quiero compartir contigo, infinitas gracias te doy porque elegiste ser mi padre y amaste a mi madre con ternura, gracias por darme una familia y dos hermanos a los cuales amo, gracias por enseñarme a vivir en tu mundo.

Adrian, hermano quiero que sepas que te amo, que eres muy importante para mí, que te admiro porque eres un gran hombre, trabajador y honesto, porque me amas y por no haber cambiado cuando te enteraste de la verdad....este triunfo también es tuyo.

Betita hermosa, eres mi única hermana y gran amiga, te doy las gracias por estar siempre a mi lado, así quiero que sigamos siempre, gracias por ese hermoso sobrino que me diste, que es un pingo, pero que nos ha hecho tan felices.

Kevin, aunque todavía no puedes leer, un día vas a aprender y por eso también te dedico esta tesis, gracias por alegrarme con tus palabritas, que por cierto las dices muy bien para tener 2 años, gracias por decirme Vero en lugar de tía y por bailar y jugar conmigo. Te amo bebé.

Enrique, mi gordo hermoso, te amo amorchi, de doy las gracias por llegar en el momento indicado y cuando más te necesite, gracias por llevarme a Xochimilco todas esas veces que te lo pedí, gracias por sonreír para mí, gracias por escogerme, gracias por amarme, gracias por estar conmigo....

A todos mis amigos, sin excluir a ninguno, pero en especial a Gabriel, Idalia, Adriana, Lilia, Edgar, Margarita, Laydi, Elizabeth, Ángeles, Anita, Ulises, Gerardo, Jesús, mil gracias por todos los momentos que hemos pasado juntos y por que han estado conmigo siempre, en los buenos y malos momentos, muchas gracias...

A todos mis profes no sólo de la carrera sino de toda la vida, mil gracias porque de alguna manera forman parte de lo que ahora soy. Especialmente al Doctor Cibrián.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma Chapingo, y en especial a la División de Ciencias Forestales, por brindarme la oportunidad de cumplir una etapa más en mi superación personal. Gracias.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por darme el apoyo económico, sin el cual no hubiera sido posible alcanzar la meta.

Al Dr. David Cibrián Tovar, por el gran apoyo que me brindó durante mis estudios, así como por la atinada dirección del presente trabajo de investigación. Con sus enseñanzas y disciplina de trabajo, recibí una preparación adicional a aquella que se obtiene dentro del salón de clases. Así mismo, agradezco la amistad que me ha brindado, así como todos aquellos consejos que día tras día me dio, con el único interés de que llegara a ser una mejor profesionista.

A Víctor Cibrián Llanderal por ser un gran asesor y amigo, gracias por todo el tiempo dedicado y por aclararme muchas dudas, gracias por todos los consejos y aportaciones que hizo al trabajo y que me permitieron concluirlo. En fin, gracias por ser un excelente ser humano.

Al M. C. Jorge Valdez Carrasco, por su apoyo en la toma de fotos y medición de las larvas en el colegio de Postgraduados de Chapingo, así como por sus aportaciones en la tesis.

A la CORENA por su ayuda brindada en la distribución de la plaga, en especial al Ing. Hugo Cesar Balcorta Martínez, Ing. Pablo Amezcua e Ing. Jorge Dávila.

Al Dr. Robert W. Jones, por sus aportaciones para la determinación de *Anthonomus*

Al Deportivo Ecológico Cuemanco, por las facilidades brindadas para cumplir satisfactoriamente con los objetivos del presente trabajo.

A Gabriel Ramírez González, Edgar Noé Hernández y Lilia Ramírez Santamaría, por ayudarme en la fase de Campo y por sus acertados consejos en la realización de la tesis.

A la Familia Blas Andón por involucrarse en el trabajo de campo y por trabajar conmigo.

A Enrique Téllez, por su colaboración en la distribución del muérdago y en el trabajo de Campo.

Al Señor Lino, por ayudarme, platicarme y confiarme parte de su parque, el cual cuida con esmero. Gracias por ser tan servicial y por la facilitación del material.

A Hugo por ayudarme con la inyección de los tratamientos.

A Doña Inés, por todo el apoyo incondicional ofrecido en el trámite de oficios y por ser tan amable conmigo.

A la Biol. Teresa Cantoral por proporcionar localidades de distribución de muérdago y sin los cuales hubiera sido imposible cumplir los objetivos.

ÍNDICE

DEDICATORIAS	iii
AGRADECIMIENTOS	v
ÍNDICE DE CUADROS	x
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
RESUMEN	xiii
ABSTRACT	xiv
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivos	3
1.1.1 Objetivos generales	3
1.1.2 Objetivos específicos	3
2. ANTECEDENTES	4
2.1. El muérdago: <i>cladocolea loniceroides</i> (Van Tieghem) kuijt	4
2.1.1. Distribución y origen	4
2.1.2. Hospedantes	4
2.1.3. Diagnósis	5
2.1.4. Importancia del muérdago como planta parásita.	5
2.1.5. Medidas de control	7
a) Control Cultural	7
b) Control Biológico	8
c) Control Químico	9
2.2 <i>Anthonomus arrogans</i> , el picudo del muérdago	9
2.2.1 Generalidades de la familia Curculionidae Latreille, 1802	9
2.2.2 Generalidades del género <i>Anthonomus</i> German, 1817	10
2.2.3 Origen y distribución de <i>Anthonomus arrogans</i> Clark	11
2.2.4 Hospedantes	12
2.2.5 Descripción biológica	12

2.2.6 Importancia	14
2.3 Reguladores de crecimiento	14
2.3.1 Etileno	15
a) Características principales.....	16
b) Papel regulatorio.	16
c) Ficha técnica (Bayer, 2005)	18
3. METODOLOGÍA	19
3.1. Distribución de <i>Cladocolea loniceroides</i> en la ciudad de México.....	19
3.2 Fenología.....	19
3.2.1 Descripción del área de estudio	19
3.2.2 Desarrollo de <i>Cladocolea loniceroides</i>	21
3.2.3. Estadística (Análisis estadístico).....	23
3.3 Identificación de <i>Anthonomus</i>	25
3.4 Distribución de <i>Anthonomus</i> sp., en los lugares de incidencia de la plaga.	25
3.5 Descripción biológica de los estados del picudo.....	26
3.6 Determinación de Instares larvales de <i>Anthonomus arrogans</i>	26
3.6.1 Obtención del material biológico	26
3.6.2 Preparación de las cápsulas cefálicas	26
3.6.3 Medición de las cápsulas cefálicas.....	27
3.6.4 Análisis estadístico.....	28
3.7 Ciclo biológico de <i>Anthonomus arrogans</i>	30
3.8 Aplicación de reguladores de crecimiento para el control de <i>Cladocolea loniceroides</i>	31
3.8.1 Hipótesis	31
3.8.2 Diseño experimental	31
3.8.3 Elección y marcado de árboles y brotes de muérdago	33
3.8.4 Formulación y aplicación de tratamientos	33
3.8.5 Medición de la variable “crecimiento” en brotes de muérdago.	35
3.8.6 Análisis estadístico.....	36
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	37
4.1 Distribución de muérdago en la Ciudad de México.....	37

4.2 Fenología de <i>Cladocolea loniceroides</i>	42
4.3 Identificación del Insecto	47
4.4 Distribución de <i>Anthonomus arrogans</i>	47
4.5 Biología y descripción de <i>Anthonomus arrogans</i>	50
4.5.1 Descripción del huevo.....	50
4.5.2 Descripción de larva.....	51
4.5.3 Descripción de Pupa.....	52
4.5.4. Descripción y diferencias de adultos.....	53
4.6 Determinación de instares larvales	56
4.7 Ciclo biológico.....	62
4.8 Reguladores de crecimiento	65
4.8.1. Crecimiento de brotes	65
4.8.2. Persistencia de follaje en los brotes de muérdago en respuesta a las diferentes dosis de etefón.	68
4. CONCLUSIONES	70
4. LITERATURA.....	72
7. APENDICE	78

ÍNDICE DE CUADROS

3. Metodología

Cuadro 3. 1. Formato de registro del porcentaje observado de muérdago y posteriormente, cambiada a rango.	23
Cuadro 3. 2. Diámetro de <i>Salix bonplandiana</i> y dosis aplicada a cada una de las repeticiones del ensayo con etefón.....	32

4. Resultados y discusión

Cuadro 4. 1. Coordenadas y localidades por delegación del Distrito Federal de los sitios de distribución de <i>Cladocolea loniceroides</i>	37
Cuadro 4. 2. DATOS MENSUALES DE PRECIPITACIÓN DEL PERIODO 2010-2011	45
Cuadro 4. 3. Resultados de regresión y correlación entre la precipitación y la variable floración y fructificación.	45
Cuadro 4. 4. Localidades y coordenadas de distribución del picudo en las delegaciones Coyoacán y Xochimilco, D.F.....	47
Cuadro 4. 5. Medida de la longitud del cuerpo en mm de 25 larvas.	52
Cuadro 4. 6. Intervalos de confianza de las medidas de amplitud y longitud para separar instares de <i>Anthonomus arrogans</i> datos en mm.	58
Cuadro 4. 7. Puntos z y probabilidades de traslape para el ancho de la cápsula cefálica de la larva <i>Anthonomus arrogans</i>	61
Cuadro 4. 8. Puntos z y probabilidades de traslape para el largo de la cápsula cefálica de la larva <i>Anthonomus arrogans</i>	61
Cuadro 4. 9. Análisis de varianza para las 6 observaciones realizadas en cada tratamiento.....	66
Cuadro 4. 10. Diferencia de tratamientos usando $\alpha = 0.05$ con DMSH=10.710.....	67

ÍNDICE DE FIGURAS

2. Antecedentes

Figura 2. 1. Escala de 5 niveles de infestación de muérdago según Alvarado (2003- 2004).....	7
Figura 2. 2. Muestra de poda en una rama infestada de muérdago (Fuente: CONAFOR, 2007). .	8
Figura 2. 3. <i>A.arrogans</i> adulto (Fuente: Cibrián-Llenderal, 2010).....	13
Figura 2. 4. Larva de <i>Anthonomus arrogans</i> (Fuente: Cibrián-Llenderal, 2010)	13
Figura 2. 5. Pupa de <i>A.arrogans</i> (Fuente: Cibrián-Llenderal, 2010).	14

3. Metodología

Figura 3. 1. Deportivo ecológico, Cuemanco. Sitio de estudio de <i>Cladocolea loniceroides</i> y <i>Anthonomus arrogans</i> (Línea roja: delimitación del área, Línea amarilla: sitios de muestreo). .	20
Figura 3. 2. Punteadura de oviposición por <i>Anthonomus</i> en fruto maduro de <i>C. loniceroides</i>	25
Figura 3. 3. Cápsula cefálica de las larvas de <i>Anthonomus arrogans</i> en vista frontal, donde se muestran los sitios considerados para obtener las medidas lineales de anchura y longitud.....	28
Figura 3. 4. Ejemplo de etiquetas utilizadas ahuejotes del deportivo ecológico Cuemanco, Xochimilco, D.F. A la izquierda se muestra la clave utilizada; a la derecha se muestra un ejemplo de marcado de ramas en muérdago.	34
Figura 3. 5. Aplicación por inyección al fuste de ahuejotes con el equipo ArborJet®	34
Figura 3. 6. Ejemplo de medición de crecimiento en brotes. X1 y X2 representan el crecimiento obtenido en el periodo transcurrido entre una medición y otra (Fuente: Cibrián, 2010b).	35

4. Resultados y discusión

Figura 4. 1. Ubicación geográfica de <i>Cladocolea loniceroides</i> en las delegaciones de la Ciudad de México, 2012 (DATUM: NAD 27, UTM Zona 14N).....	40
Figura 4. 2. Histograma que muestra el grado de infestación por muérdago en distintas especies evaluadas en la Ciudad de México (nivel 0: árbol sano; nivel 1: infestación leve; nivel 2: infest. moderada; nivel 3: infest. severa; nivel 4: árbol muerto).....	41
Figura 4. 3. Rangos observados en el estudio fenológico de <i>C. loniceroides</i> : a) Fructificación de agosto a Mayo; b) Floración de Marzo a Agosto; c) Follaje todo el tiempo.....	44
Figura 4. 4. Comportamiento de la especie en función de la precipitación. Xochimilco D. F. 2011.	45
Figura 4. 5. Fenofases de <i>Cladocolea loniceroides</i> observadas en el deportivo ecológico, Cuemanco, Xochimilco D. F.	46
Figura 4. 6. Mapa de distribución de <i>Anthonomus arrogans</i> , en Coyoacán y Xochimilco, D. F. (DATUM: NAD 27, UTM: ZONA 14).	49

Figura 4. 7. Medidas de largo y ancho de huevos de <i>A. arrogans</i>	50
Figura 4. 8. Huevos de <i>Anthonomus arrogans</i> en fruto de <i>Cladocolea loniceroides</i>	51
Figura 4. 9. Instares de <i>Anthonomus arrogans</i> ; a) Instar I, b) Instar II, c) Instar III.....	51
Figura 4. 10. Pupas en diferentes fases; a) pupa, acabada de salir del estado de larva; b) pupa madura, se aprecian los ojos oscuros; c) pre-adulto, apunto de emerger, se aprecia un color café, el pico y los ojos bien desarrollados.....	53
Figura 4. 11. Diferencias de machos y hembras en vista ventral de <i>Anthonomus arrogans</i> ; a) y b) abdomen y pigidio de hembra, c) y d) abdomen y pigidio de macho. Mtcx; Metacoxa, plan; Placa anal, ppg; pigidio, 1-5 tergos.....	55
Figura 4. 12. Distribución de frecuencias de las medidas de amplitud de las cápsulas Cefálicas de <i>Anthonomus arrogans</i> . (N=98, datos en mm.).....	56
Figura 4. 13. Distribución de frecuencias de las medidas en mm de longitud de las cápsulas Cefálicas de <i>Anthonomus arrogans</i> (N= 98, datos en mm).	57
Figura 4. 14. Variación de las medidas de cada instar para la variable amplitud. La línea roja nos indica el punto en común (z) entre el instar i e i+1.....	59
Figura 4. 15. Variación de las medidas de cada instar para la variable longitud. La línea roja nos indica el punto en común (z) entre el instar i e i+1.....	59
Figura 4. 16. Ciclo biológico de <i>Anthonomus arrogans</i>	63
Figura4. 17. Porcentaje de estados de <i>Anthonomus</i> en relación con <i>C. loniceroide</i> en el deportivo ecológico, Cuemanco D. F.....	64
Figura 4. 18. Crecimiento total promedio en cm., de brotes de <i>C. loniceroides</i> antes de la aplicación de cualquier dosis; datos tomados el 19 de Septiembre de 2011, deportivo ecológico, Cuemanco D. F.	65
Figura 4. 19. Crecimiento promedio en centímetros de brotes de <i>Cladocolea loniceroides</i> por dosis de etefón, para cada una de las 6 mediciones (Octubre-Marzo)	66
Figura 4. 20. Medias finales en cm de las diferentes dosis de etefón, ordenadas de mayor a menor.	68
Figura 4. 21. Persistencia de follaje promedio en los brotes de <i>Cladocolea loniceroides</i> , expresada en % y cambiada a la escala de 0-4 de Fournier (1974) de las diferentes dosis de etefón.	69

Blas A., V. 2012. Estudios preliminares para el control biológico y químico del muérdago (*Cladocolea loniceroides*) en la Ciudad de México. Tesis profesional. Maestría en Ciencias en Ciencias Forestales, Universidad Autónoma Chapingo, Edo. de México. 90 p (Bajo la dirección del Dr. David Cibrián Tovar).

RESUMEN

Este trabajo se realizó con el objetivo de buscar estrategias de manejo para la planta parásita *Cladocolea loniceroides*. Se estudió la distribución y fenología del muérdago, así como la biología de *Anthonomus arrogans* especie que podría ser usada en el control biológico de la plaga. Al mismo tiempo se realizó una inyección con “etefón” (control químico) a diferentes dosis: baja, media, alta y testigo, al fuste de ahuejotes infestados, y se evaluó el daño causado tanto al muérdago como al hospedero. Se encontró que *C. loniceroides* se distribuye en 8 de las 16 delegaciones del Distrito Federal, mientras que *A. arrogans* solo se halló en Xochimilco y Coyoacán. El muérdago florece de marzo a agosto y fructifica de agosto a marzo. *A. arrogans* pasa por tres instares larvales y su ciclo biológico se completa en 25 a 39 días. La hembra tiene un pico 0.65 veces más grande que el macho y deposita los huevos en la parte media del fruto. Con respecto a la inyección con etefón se observó que la dosis alta (3 ml /cm de diámetro) fue significativamente la mejor al provocar la caída de la planta y disminución de crecimiento en los brotes de muérdago.

Palabras clave: *Anthonomus arrogans*, ciclo biológico, distribución, etefón, instares larvales, *Salix bonplandiana*.

Blas A., V. 2012. Estudios preliminares para el control biológico y químico del muérdago (*Cladocolea loniceroides*) en la Ciudad de México. Tesis profesional. Maestría en Ciencias en Ciencias Forestales, Universidad Autónoma Chapingo, Edo. de México. 90 p (Bajo la dirección del Dr. David Cibrián Tovar).

ABSTRACT

This work was performed with the objective of seeking management strategies for parasitic plant *Cladocolea loniceroides*. We studied the distribution and phenology of mistletoe as well as the biology of *Anthonomus arrogans*, a species that could be used in biological control of the pest. At the same time, we made an injection with "ethephon" (chemical control) at different doses: low, medium, high and the control to the stem of infested ahuejotes, and evaluated the damage to both the mistletoe and the host. It was found that *C. loniceroides* is distributed in 8 of the 16 delegations of Mexico City, while *A. arrogans* was only found in Xochimilco and Coyoacan. The mistletoe blooms from March to August and fruits from August to March. *A. arrogans* goes through three larval instars and the life cycle is completed in 25 to 39 days. The female has a spout 0.65 times larger than the male's and lays her eggs in the middle of the fruit. With respect to the injection with ethephon it was observed that the high dose (3 ml / cm diameter) was significantly the best, since it provoked the collapse of the plant and reduced the mistletoe outbreaks.

Key words: *Anthonomus arrogans*, biological cycle, distribution, ethephon, larval instars, *Salix bonplandiana*.

1. INTRODUCCIÓN

Los árboles en la Ciudad de México constituyen una fuente de beneficios y servicios ambientales, dentro de los que destacan, embellecimiento urbano, producción de oxígeno y captación de agua, por mencionar algunos. Sin embargo, estos beneficios se ven seriamente afectados debido entre otras circunstancias, al incremento en la incidencia de plagas y enfermedades en el arbolado urbano (De la Paz Pérez *et al.*, 2006).

Un claro ejemplo de estas plagas, lo conforman las plantas parásitas del género *Cladocolea*, conocida comúnmente como muérdago. En la zona chinampera, la presencia de *Cladocolea loniceroides* (Van Tieghem) Kuijt, alcanza cifras de alrededor del 80% en poblaciones de *Salix bonplandiana* Kunth (Alvarado y Saavedra, 2005).

Los árboles de la especie antes mencionada (conocida como ahuejotes) son de vital importancia desde el punto de vista ecológico, al ser estos, originarios del Valle de México y típicos en Xochimilco. De manera regional, los árboles son de gran utilidad, ya que hacen las veces de sistema de anclaje de chinampas (Alvarado y Saavedra, 2005; De la Paz Pérez, 2006; Alvarado *et al.*, 2009).

En 2007, la Comisión Nacional Forestal (CONAFOR) y el Colegio de Postgraduados de Montecillos (COLPOS), realizaron un inventario forestal que señalaba la presencia de *C. loniceroides* en más de 20 000 ahuejotes. En los últimos 10 años, la presencia de muérdago de esta especie, no solo se ha incrementado sustancialmente, sino también, se ha dispersado a zonas en las que antes estaba ausente (Alvarado y Saavedra, 2005).

En la actualidad, existen diversos mecanismos para el control de dicho parásito, siendo los más conocidos, el control cultural y el químico. En el primer caso, la principal limitante en la aplicación de dicho mecanismo recae en la inviabilidad en tiempo y costo, que conlleva la remoción de ramas, aunado al daño que se provoca en el árbol. En el segundo caso, los altos costos económicos limitan su aplicación, al mismo tiempo que se observa la amplia necesidad de ensayos que determinen las dosis adecuadas (Cibrián *et al.*, 2010a)

Respecto al control biológico de muérdago, los estudios son escasos. Sin embargo, se ha observado que estas plantas parásitas sufren a su vez, un proceso de parasitismo, provocado por insectos del género *Anthonomus*. Por tal motivo, la presente investigación tiene como objetivo primordial establecer el conocimiento básico de los ciclos biológicos de *Cladocolea loniceroides* y *Anthonomus arrogans* Clark en la zona chinampera de Xochimilco; y con ello contribuir en el desarrollo de una estrategia de manejo de la planta parásita. Por otro lado, realizar un ensayo de aplicación al fuste con el regulador de crecimiento “etefón” en ahuejotes de la zona chinampera, con el fin de evaluar su potencial como control químico de la plaga.

1.1. Objetivos

1.1.1 Objetivos generales

Establecer el conocimiento básico de los ciclos biológicos de *Cladocolea loniceroides* y *Anthonomus arrogans* en la zona chinampera de Xochimilco; y con ello contribuir a futuros proyectos de formulación para el control biológico de la planta parásita. Por otro lado, realizar un ensayo de aplicación al fuste con el regulador de crecimiento “etefón” en ahuejotes de la zona chinampera, con el fin de evaluar su potencial como control químico de la plaga.

1.1.2 Objetivos específicos

- a) Determinar la distribución de *Cladocolea loniceroides* (Van Tieghem) Kuijt en las Delegaciones de la Ciudad de México.
- b) Conocer la fenología de *Cladocolea loniceroides*.
- c) Realizar la identificación de *Anthonomus* sp.
- d) Determinar la distribución de *Anthonomus arrogans* Clark en las áreas de distribución de *Cladocolea loniceroides*.
- e) Realizar la descripción biológica de los estados de *A. arrogans*
- f) Determinar los instares larvales de *A. arrogans*
- g) Conocer el ciclo biológico de *A. arrogans*
- h) Evaluar el crecimiento vegetativo de muérdago en ahuejotes inyectados a diferentes dosis de “etefón”.

2. ANTECEDENTES

2.1. El muérdago: *cladoclea loniceroides* (Van Tieghem) kuijt

2.1.1. Distribución y origen

C. loniceroides es un muérdago endémico de México, de distribución Neotropical, se encuentra desde el cinturón volcánico transversal hasta el sur de México (Distrito Federal, Estado de México, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Morelos y Oaxaca). En la ciudad de México se creó que fue introducido al traer árboles de trueno (*Ligustrum lucidum*) crecidos en un vivero del estado de Morelos en donde fueron infestados *in situ* y así plantados como vegetación urbana (Cházaro *et al.*, 2005) dañando así las delegaciones de: Xochimilco, Coyoacán, Tlalpan (Alvarado y Saavedra, 2005; De la Paz *et al.*, 2006; Kuijt, 1975).

2.1.2. Hospedantes

Su principal hospedero es el ahuejote (*Salix bonplandiana*), aunque también se encuentra parasitando a otras especies arbóreas, tales como: *Arce negundo* L., *Acacia* sp., *Alnus jorullensis* HBK., *Baccharis* sp., *Crataegus* sp., *Eupatorium mairertianum* f. *elucens* DC., *Fraxinus uhdei* (Wenzig) Lingelsh., *Ligustrum lucidum* Ait., *Ligustrum japonicum* Thunb., *Ostrya* sp., *Ostrya virginiana* (Mill.) K.Koch, *Populus alba* L., *P. deltoides* W. Bartram ex Marshall, *Populus tremuloides* Michx., *Prunus domestica* L., *Prunus serótina* Ehrth., *P. pérsica* L., *Quercus* sp., *Rumfordia* sp., *Salix babylonica* L., *S. humboldtiana* Willd., *Schinus molle* L. y *S. terebenthifolius* Raddi, *Solanum refractum* Hook & Arn., *Vernonia* sp., entre otras (Alvarado y Saavedra, 2005; Cid y Ponce, 2006; De la Paz *et al.*, 2006).

2.1.3. Diagnosis

C. loniceroides es un arbusto dioico aterciopelado de 30 a 100 cm de altura; presenta hojas alternas u opuestas de 2 a 5 cm de largo y 0.5 a 2.5 cm de ancho, el haustorio es primario y simple en forma de cuña que al penetrar al xilema le sirve de anclaje y para la extracción de agua y sales minerales (De la Paz Pérez *et al.*, 2006; Alvarado y Saavedra, 2005). Este muérdago, presenta una inflorescencia determinada, en donde las flores viejas, son terminales, ubicándose sobre el eje principal y sobre las ramas; mientras que las flores jóvenes, convergen lateralmente (Alvarado *et al.*, 2007). Las plantas femeninas tienen flores pequeñas de color blanco o amarillo que termina en un fruto rojo oscuro, carnoso, elipsoide, de 6 a 8 mm de largo y las flores de las plantas masculinas producen granos de polen trilobado (Calderón de Rzedowski, 2001; Kuijt, 1975; Young y Olsen, 2003). El fruto maduro tiene 2 cotiledones rodeados por un endospermo y un tejido viscoso, pegajoso llamado viscina que le ayuda para adherirse al árbol (Sallé *et al.*, 1993). Desde las primeras etapas de desarrollo hay una distinción de las tres regiones del fruto: externa, media e interna. La semilla tarda en germinar aproximadamente 21 días, la aparición de los primordios foliares se observa a los 73 días y los primeros botones florales aparecen 203 días después (Alvarado *et al.*, 2007).

2.1.4. Importancia del muérdago como planta parásita.

C. loniceroides es la principal plaga que deteriora al “ahuejote” (*Salix bonplandiana* Kunth) en la zona chinampera de Xochimilco, D. F. (Alvarado *et al.*, 2009), donde este árbol desempeña un papel fundamental por los beneficios ecológicos y estéticos que proporciona, entre ellos: fijación de las chinampas, protección de cultivos, retención de suelos y la belleza a los canales que año con año son visitados por miles

de turistas (Alvarado *et al.*, 2009; De la Paz Pérez *et al.*, 2006; Molina, 2004). Este muérdago ha devastado a más del 80% de la población, causando una disminución del vigor y estética del arbolado como: muerte descendente de las ramas, reducción del crecimiento (en longitud y diámetro), aumento del estrés y de la tensión mecánica, reducción de la floración y fructificación, efecto “de escoba” en partes de la copa y aumento en la susceptibilidad del árbol a insectos y hongos (Alvarado *et al.*, 2009). En infestaciones severas causa la muerte del individuo (Coder, 2006; Alvarado *et al.*, 2005). Aunado a ello varias especies arbóreas de áreas adyacentes están siendo parasitadas debido a que las semillas son diseminadas, por las aves. Una vez que la semilla se adhiere a la rama por la “Viscina”, comienza a producir haustorios. Estas raíces modificadas desarrollan células tanto de penetración como de fijación a la rama. Van creciendo a través de los tejidos primarios y secundarios del hospedero, separando la corteza externa, el cortex, el floema, hasta llegar al xilema, del que absorben aproximadamente el 90% de los recursos que requieren. Además de absorber agua y sales minerales del xilema y algunos compuestos orgánicos del floema, los haustorios liberan hacia el árbol reguladores de crecimiento que mantienen abiertas las vías de intercambio de recursos y minimizan las reacciones defensivas del árbol (Alvarado *et al.*, 2007; Cid & Bye, 1998; García *et al.*, 2009).

Los daños que *C. loniceroides* causa a la Ciudad de México no solo son biológicos y estéticos si no también sociales y económicos; cada año se invierten millones de pesos en programas de poda, sin lograr detener la infección ya que la planta rebrota y al tener un crecimiento rápido, infesta ya no solo a su hospedero si no a otras especies (Cid y Bye, 1998). Lo grave del problema es que en los últimos diez años se ha extendido esta plaga afectando a otras delegaciones en las cuales no se encontraba registrada (García *et al.*, 2009).

2.1.5. Medidas de control

a) Control Cultural

El control cultural consiste en la ejecución de podas, dependiendo del nivel de infestación de muérdago, ya sea quitando la rama afectada o podando el árbol entero (Manion, 1991; Agrios, 2005). Algunos autores recomiendan, para el caso de *C. loniceroides*, realizar monitoreos y podas de saneamiento a árboles infestados, por lo menos una vez al año, de preferencia antes de que aparezca el fruto, para evitar su propagación (CONAFOR, 2007; De la Paz Pérez, 2006 y Geils *et al.*, 2002). Como no es posible cortar todos los árboles infestados, se ha sugerido la poda de aquéllos que tienen una alta infestación según la clasificación de 5 niveles propuesta por Alvarado (2003-2004) donde el árbol sano representa al nivel 1 y el árbol muerto al nivel 5 (Figura 2.1). La poda debe realizarse 20 cm atrás del punto donde se encuentra el daño por muérdago (Figura 2.2). Sin embargo, este método no ha sido muy efectivo, por que 6 meses después de la poda la plaga vuelve a rebrotar (Alvarado, 2005; Hawksworth *et al.*, 2002 y Manion, 1991).

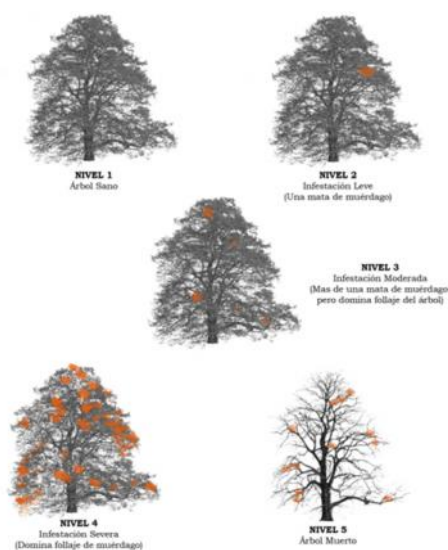


Figura 2. 1. Escala de 5 niveles de infestación de muérdago según Alvarado (2003-2004).

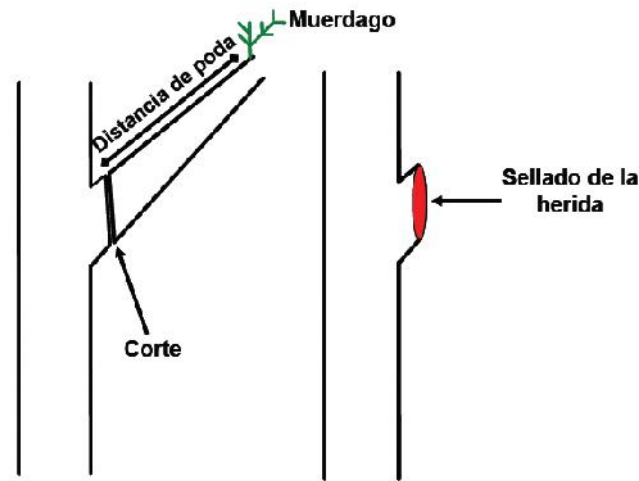


Figura 2. 2. Muestra de poda en una rama infestada de muérdago (Fuente: CONAFOR, 2007).

b) Control Biológico

De Bach (1964) define el control biológico como “la acción de parásitos, predadores o patógenos para mantener la densidad de la población de un organismo plaga a un promedio menor del que ocurriría en su ausencia”. Para *C. loniceroides* se carece de conocimiento sobre su control biológico. Actualmente, Cibrián *et al.* (2010a) realizaron un primer acercamiento en su trabajo titulado: “Insectos asociados a plantas de muérdago en el Distrito Federal y área metropolitana”, en dicho estudio se identificaron diversos organismos que parasitan o infestan dicha plaga, los cuales pueden ser utilizados como control biológico de muérdago, entre los más destacados resalta: un picudo del género *Anthonomus* el cuál, barrena los frutos de *C. loniceroides* alimentándose y realizando su ciclo biológico dentro de la baya. El efecto que *Anthonomus* causa a los frutos es significativo, ya que en el mismo trabajo, se hace una evaluación del porcentaje de daño encontrando que afecta a más del 50% de ellos.

c) Control Químico

El Control químico de las plagas es la represión de sus poblaciones o la prevención de su desarrollo mediante el uso de sustancias químicas. Para *C. loniceroides* se han probado herbicidas con poco éxito, principalmente porque no dañan el sistema endofítico del parásito (Hawksworth y Wiens, 1996). Más recientemente la CONAFOR (2007) menciona que el ácido 2 (cloroetil) fosfónico, comercialmente llamado “Etefón”, ha sido utilizado para el control de la plaga ya que es absorbido por el muérdago y al descomponerse libera etileno provocando la maduración adelantada de la planta. Al ser asperjado en el follaje de la planta parásita ocasiona que a los 15 días de la aplicación, la parte aérea del muérdago se caiga. Sin embargo, no se elimina la parte interna de la planta parásita, por lo que pasados 6 meses (varía según la especie de muérdago) la planta vuelve a rebrotar y es necesario realizar otra aplicación. Sin embargo, Cibrián *et al.*, (2010b) realizaron un ensayo con diferentes reguladores de crecimiento, entre ellos “etefón” para 2 especies de muérdago (*Cladocolea diversifolia* y *Struthanthus interruptus*). Obteniendo así, que el etefón fue el regulador más óptimo, causando mortalidad en el 52% de brotes nuevos en la plaga.

2.2 *Anthonomus arrogans*, el picudo del muérdago

2.2.1 Generalidades de la familia Curculionidae Latreille, 1802

La familia Curculionidae (Insecta: Coleóptera), gorgojos o picudos, es un grupo muy amplio, contiene a más de 60,000 especies descritas en el mundo. Son de forma alargada, ovalada o casi esférica, de tamaño de 1 a 50 mm, son fácilmente

reconocidos por su rostro alargado, que en algunos grupos es muy corto y fuerte, y su aparato masticador situado en el extremo del pico, antenas geniculadas con un funículo que terminan en un mazo segmentado. En la parte ventral del rostro tienen una sutura gular de donde sale la antena, sus élitros cuentan con surcos longitudinales. En el cuerpo tienen setas o escamas que pueden ser de colores muy vistosos, incluso iridiscentes. Son de sexualidad dimórfica, las hembras suelen tener el pico más largo y fino y las antenas situadas más abajo que en los machos. El pigidio está formado entre el séptimo y el octavo segmento. Son organismos fitófagos que se alimentan de las plantas o partes de ellas, algunos son plagas dañinas para la agricultura. Las larvas suelen ser subcilíndricas, ligeramente curvadas y esclerotizadas, con finos pelos. Cabeza hipognata y libre. Usualmente dentro de los tejidos de las plantas (Triplehorn y Johnson, 2005).

2.2.2 Generalidades del género *Anthonomus* German, 1817

Las especies del género *Anthonomus* son plagas importantes de plantas cultivadas. Los adultos usualmente se alimentan de frutos y ponen sus huevecillos en los puntos de alimentación. Las larvas se desarrollan dentro de los frutos (Triplehorn y Johnson, 2005). *Anthonomus arrogans*, comparte ciertas características con otras especies del género, un claro ejemplo lo conforman:

A. eugenii Cano, el cual lleva a cabo su ciclo biológico dentro de flores y frutos del chile, son organismos altamente específicos, originarios de México. Su ciclo biológico tarda alrededor de 18 a 28 días, la fase de huevo dura de 3 a 5 días, pasa por tres estadios larvales entre los 12 a 17 días, una vez que puparon demoran de 3 a

6 días en convertirse en adultos (Mas, 2000; Rodríguez *et al.*, 2007; Servín *et al.*, 2002; Servín *et al.*, 2008).

A. signatus Say, se distribuye en América del Norte, principalmente en Canadá y Estados Unidos. Sus principales plantas hospederas son las plantas de fresa y frambuesa. Su ciclo de vida tarda entre 14 a 26 días. En la fase de huevo se cumplen 6 a 14 días, pasa por tres estadios larvales que siguen las 3 a 4 semanas y la pupa de 5 a 8 días, para después emerger el adulto (EPPO, 1989).

2.2.3 Origen y distribución de *Anthonomus arrogans* Clark

A. arrogans, el picudo que lleva su ciclo biológico en los frutos del muérdago *C. loniceroides* pertenece al grupo *Anthonomus curvirostris*; grupo que integra a las especies: *A. agerochus*, *A. anenius*, *A. arrogans*, *A. curvirostris*, *A. signatus*. El grupo se caracteriza por que sus miembros son de colores oscuros, presentan 2 inter-estrías en la parte media posterior de los élitros, con 7 tergos abdominales, márgenes posteriores ligeramente elevados, pre-fémur con un solo diente agudo. Los ojos son redondos y oscuros.

De acuerdo con Clark (1991) *Anthonomus arrogans* se distribuye en México, Colombia, Costa Rica, Guatemala, México y Venezuela. En México; se encuentra distribuido en los estados de Guerrero, Jalisco, Michoacán, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, Sinaloa, Sonora, Valle de Bravo.

2.2.4 Hospedantes

Los estudios sobre *A. arrogans* son escasos; sin embargo, Clark (1991) reporta como hospedantes del complejo *A. curvisristris* a las plantas ornamentales de las familias: Euphorbiaceae, Myrsinaceae, Myrtaceae, Rutaceae y Solanaceae (Clark, 1991).

2.2.5 Descripción biológica

Para los adultos de *A. arrogans* solo se conoce la descripción hecha por Clark (1991) complementada con los estudios de Cibrián *et al.* (2010a) y es como sigue:

Los machos miden de 1.68- 2.24 mm de largo por 0.96-1.20 mm de ancho. Los ojos son ligeramente convexos y ligeramente protuberantes, oscuros, separados por una distancia de 0.5 mm de ancho de la base del rostro. El rostro mide entre 1.33-2.05 por el largo del pronoto, es ligeramente curvo y estriado y con múltiples puntuaciones desde la unión de la cabeza hasta la inserción de las antenas (Figura 2.4), a partir de la inserción antenal hasta las mandíbulas está ornamentada con puntuaciones pero no presenta estrías. La cabeza es de color café rojizo, con punturas diminutas, ornamentada alrededor de los ojos y en la parte media con escamas pálidas a manera de sedas. Funículo antenal de siete artejos y mazo de cuatro. El cuerpo con 7 tergos y el edeago (pene en insectos) es redondeado.

Las hembras miden 2-2.88 de largo y 1.08-1.42 de ancho. El rostro es de 1.59-2.21 por el largo del pronoto, con 5 tergos. En los adultos de *Anthonomus* hay dimorfismo sexual marcado, las hembras suelen tener el pico más largo (0.65 veces la longitud del cuerpo) que los machos (0.45. veces la longitud del cuerpo), en las hembras el

pigidio es redondo, mientras que los machos tienen un pigidio un poco aplanado de donde sale el edeago (pene en insectos).



Figura 2. 3. *A.arrogans* adulto (Fuente: Cibrián-Llenderal, 2010)

Con respecto a los estados inmaduros solo se conoce la descripción realizada por Cibrián *et al.* (2010a).

El huevo mide alrededor de 0.5 mm, de color cremoso. La hembra deposita de 2 a 3 huevos por fruto. Las larvas son curculioniformes, apodas, de color cremoso, dentro de una cavidad esférica, se encuentran de una a dos larvas por fruto, cuando son dos larvas cada una está en una cámara separada (Figura 2.4).

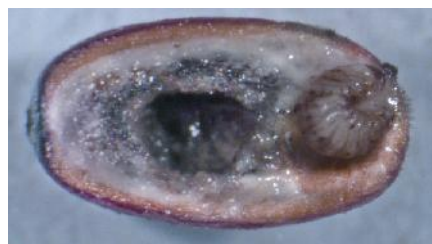


Figura 2. 4. Larva de *Anthonomus arrogans* (Fuente: Cibrián-Llenderal, 2010)

Las pupas son de color blanco-amarillenta, mide de 2 a 3 mm por 1-2 mm (Figura 2.5.)



Figura 2. 5. Pupa de *A.arrogans* (Fuente: Cibrián-Llenderal, 2010).

2.2.6 Importancia

La importancia de este insecto fue estimada por Cibrián *et al.* (2010a), el daño que ocasionan al muérdago es significativo, atacan a más del 60% de los frutos de la planta parásita. La larva se alimenta del endospermo y del embrión hasta destruirlo.

2.3 Reguladores de crecimiento

De acuerdo a Jankiewicz (2003) se define a los reguladores de crecimiento como los compuestos orgánicos que en cantidades muy bajas estimulan, inhiben, o modifican de alguna manera los procesos fisiológicos de las plantas. Se les llama comúnmente “reguladores de crecimiento”.

Entre los reguladores del desarrollo vegetal se encuentran las sustancias endógenas, producidas por la planta misma y las exógenas, que son aplicadas desde fuera y con frecuencia son sintéticas. Se denominan “hormonas de plantas” a los reguladores

endógenos que se transportan en la planta desde el sitio de síntesis al sitio de acción, pudiéndose considerar a estas como portadores de información.

La acción de la hormona en la planta depende no solo de su concentración en los tejidos, sino también de la sensibilidad de estos a la hormona, de las oscilaciones de su transporte, de la presencia de otras hormonas y de los estímulos del ambiente, lo que incrementa mucho la diversidad de la información transmitida y su manifestación en la planta.

Los reguladores del desarrollo vegetal se dividen en grandes grupos, de acuerdo a sus características y funciones regulatorias, como: auxinas, giberelinas, etileno.

2.3.1 Etileno

El etileno es una de las sustancias orgánicas más simples, que sin embargo tiene una amplia esfera de actividades en la planta. El etileno representa un elemento importante del sistema de regulación endógena en las plantas, especialmente durante la maduración y envejecimiento. Al estimular el envejecimiento frecuentemente causa grandes pérdidas en la producción de frutas, hortalizas y flores (López, 2005).

El descubrimiento de su actividad biológica empezó con la observación de que los árboles establecidos a lo largo de un gasoducto presentaban amarillamiento y caída precoz de hojas (López, 2005).

a) Características principales.

- El etileno es también un componente del ambiente.
- Es un hidrocarburo simple ($\text{CH}_2=\text{CH}_2$), no saturado, que en condiciones normales ocurre como gas.
- Es un compuesto orgánico, cuyo tiempo de producción aumenta en fases determinadas del desarrollo de los órganos vegetales.
- En concentraciones muy bajas muestra una actividad fisiológica distinta.
- No es un elemento estructural de los tejidos y no desempeña un papel nutricional.
- Los efectos fisiológicos inducidos por el etileno pueden ser totalmente bloqueados inhibiendo la expresión del gen de la sintasa del ACC (enzima principal de la biosíntesis de etileno).
- Al igual que otras hormonas, la función del etileno en la planta es múltiple, dependiendo de su concentración y de la sensibilidad de los tejidos, la cual cambia durante el desarrollo de los órganos.

b) Papel regulatorio.

El etileno, en condiciones normales, juega los siguientes roles en la planta:

- a. El etileno estimula la maduración de frutos climatéricos.
- b. Estimula la abscisión de hojas y partes reproductivas en muchas especies de plantas.

- c. Para plantas etioladas (Plantas en condiciones de oscuridad) de chícharo: inhibe alargamiento de tallos, causa su engrosamiento y provoca plagiotropismo (crecimiento en dirección horizontal) de epicótilos.
- d. Inhibe el crecimiento de hojas y del ápice de plántulas etioladas.
- e. Inhibe crecimiento de las raíces.
- f. Estimula la producción de raíces adventicias.
- g. Estimula floración en piña.
- h. Inhibe la brotación de yemas axilares.
- i. Promueve envejecimiento de flores y hojas.
- j. Causa la epinastia de hojas y tallos laterales.
- k. Estimula la germinación de semillas de múltiples plantas superiores y de esporas de hongos.

c) Ficha técnica (Bayer, 2005)

Nombre comercial: Etefón

Ingrediente activo: Etefón al 21.70%

Grupo químico: ácido 2-cloroetil fosfónico

Tipo de acción: Fitorregulador con propiedades sistémicas que actúa sobre la maduración y coloración de los frutos. Diluido en agua y pulverizado sobre las plantas, penetra rápidamente en los tejidos por vía foliar y es traslocado. Como el pH de los tejidos suele mantenerse próximo a 7, el etefón se transforma progresivamente en el interior de la planta en cloruro, fosfato y etileno; este último modifica el metabolismo de las auxinas, interfiere los procesos de crecimiento y estimula la síntesis de fenoles y ligninas, es decir, actúa sobre la coloración y maduración de los frutos. En el suelo y en las plantas se degrada a ácido fosfórico, gas etileno y HCl. La degradación es rápida y su vida media es de 7.5 días en condiciones aerobias y de 5.3 días, en anaerobias. Es adsorbido fuertemente por el suelo y por su baja movilidad, no se lixivia. En el suelo se disipa con una vida media de menos de 20 días.

Categoría toxicológica: Ligeramente toxico (IV), etiqueta verde.

3. METODOLOGÍA

3.1. Distribución de *Cladoclea loniceroides* en la ciudad de México.

Se realizaron recorridos en áreas previamente establecidas infestadas por *C. loniceroides*, gracias a la colaboración de la Biol. Teresa Cantoral Herrera, en diferentes delegaciones de la Ciudad de México, una vez ubicadas las áreas, se georeferenciaron las coordenadas de los sitios. Se evaluó la presencia y ausencia de muérdago de acuerdo a la escala de 5 niveles realizada por Alvarado (2003-2004).

Con ayuda de un GPS de marca Garmin se geoposicionaron las localidades de distribución del muérdago, con el software ArcGis y la herramienta Arc Map versión 10 se realizó un mapa de la distribución actual de la plaga.

3.2 Fenología

3.2.1 Descripción del área de estudio

El estudio fue realizado en el Deportivo Ecológico Cuemanco, en la delegación Xochimilco, al sur de la Ciudad de México, ubicado entre Canal Nacional y Canal de Chalco, a los 19° 18' 13. 79`` latitud Norte y 99° 05' 30. 33``longitud oeste con una altitud de 2241 m.s.n.m. Clima templado subhúmedo con lluvias en verano y una temperatura media anual de 16°C (Figura 3.1.).

La vegetación se conforma, sobre todo, por ahuejotes (*Salix bonplandiana*), árboles típicos de la región. Es importante resaltar que Xochimilco es el único lugar del país en donde se puede apreciar este árbol de singulares características, cuya principal función es fijar las chinampas al fondo del lago, sin quitar demasiada luz a los cultivos, ya que su ramaje es vertical. A la orilla de los canales se pueden encontrar ailes, árboles de casuarina, sauce llorón, alcanfor y eucalipto, entre otros (Molina, 2004; Terrazas *et al.*, 2007).

La fauna en Xochimilco se constituye de especies como: el coyote, tlacoyote, comadreja, zorrillo, armadillo, ardilla, tuza y conejo. Siendo el ajolote la especie representativa de la fauna lacustre de Xochimilco el cual, se encuentra en peligro de extinción (Molina, 2004; Terrazas *et al.*, 2007).



Figura 3. 1. Deportivo ecológico, Cuernavaca. Sitio de estudio de *Cladocolea loniceroides* y *Anthonomus arrogans* (Línea roja: delimitación del área, Línea amarilla: sitios de muestreo).

3.2.2 Desarrollo de *Cladocolea loniceroides*

Se realizaron observaciones quincenales durante 1 año (Diciembre 2010- Diciembre 2011) a 10 ahuejotes infestados por *C. loniceroides*. De cada árbol se revisaron al azar 10 ramitas de muérdago de diferentes plantas (Cabe mencionar que cada árbol seleccionado tenía más de 2 plantas de muérdago), de las cuales se evaluaron los 30 a 50 cm apicales de cada ramita seleccionada, con la escala de Fournier (1974), cuyo significado es el siguiente:

- 0 —→ ausencia del fenómeno observado
- 1 —→ presencia del fenómeno con una magnitud entre 1-25%
- 2 —→ presencia del fenómeno con una magnitud entre 26-50%
- 3 —→ presencia del fenómeno con una magnitud entre 51-75%
- 4 —→ presencia del fenómeno con una magnitud entre 76-100%

Para el estudio de las hojas se evaluó los siguientes parámetros:

- Brotación (Br), se define como el principio de desarrollo de nuevas hojas.
- Pleno Desarrollo (PD), momento en que este órgano alcanza su estado adulto.
- Cambio de Color y caída de follaje (Cc), cuando el color verde es sustituido por otro, amarillo o marrón.

Para el estudio de la estructura floral se evaluaron los siguientes parámetros:

- Botones de primer estado (Bo_1), fase fenológica que incluye el momento de la aparición de las primeras manifestaciones florales.
- Botones de segundo estado (Bo_2), fase fenológica que incluye los botones florales en desarrollo.
- Flores (Fl), va desde la apertura hasta la caída de las flores.

Para el estudio de las fases del fruto se separaron en tres etapas:

- Frutos inmaduros, verde, primer estado (Fi_1), incluye la aparición de los primeros frutos de menos de 5 cm de longitud.
- Frutos inmaduros, verde, segundo estado (Fi_2), incluye los frutos de más de 5 cm de longitud.
- frutos maduros, rojos (Fm), va desde el momento que los frutos cambian de color, hasta la liberación completa de las semillas.

Para cada evaluación y para un determinado carácter fenológico, el valor del rango resulta del promedio de los valores de rango por mes durante el periodo estudiado, los datos se registraron en una tabla de contingencia (Cuadro 3.1).

Cuadro 3. 1. Formato de registro del porcentaje observado de muérdago y posteriormente, cambiada a rango.

ESTADOS FENOLOGICOS DE <i>Cladocolea loniceroides</i>									
	FOLLAJE			FLORACIÓN			FRUCTIFICACIÓN		
MES	Br	Pd	Cc	Bo1	Bo2	Fl	Fi1	Fi2	Fm
ENE									
FEB									
MAR									
...									
DIC									

3.2.3. Estadística (Análisis estadístico)

Para tener una explicación satisfactoria sobre la ocurrencia de los fenómenos fenológicos, se obtuvieron datos de precipitación de la zona, con la finalidad de relacionarlos e interpretarlos. Se utilizaron los datos reportados por la CONAGUA en general para el Distrito Federal. Los datos fueron procesados con el paquete estadístico S.A.S. 9. Mediante el procedimiento ANOVA se determinó si había diferencia significativa entre la precipitación y las fenofases observadas. Para determinar el grado de asociación entre la precipitación (x) y la fenofase floración y fructificación (y) se planteó la Hipótesis de H_0 :

$r_{xy} = 0$ vs $H_a: r_{xy} \neq 0$, la cual se realizó mediante la prueba estadística $t = (n-2 \cdot r_{xy}) / (1-r_{xy}^2)$, citada por Said (1990) donde ;

n = número de observaciones y r_{xy} es el coeficiente de correlación de los datos.

Para modelar la relación entre las variables X , Y , los datos se ajustaron a un modelo de regresión. Para ello, se determinó como variable independiente a la precipitación (x) y como variable dependiente a la fenofase floración y fructificación (Y).

El modelo de regresión ajustado fue:

$$Y_i = \beta_0 + \beta_1 X_i + e_i$$

donde:

β_0 = media condicional de Y cuando $X=0$

β_1 = cambio en la media condicional de Y por unidad de incremento en X

Y_i = i -ésimo valor de la variable dependiente

X_i = i -ésimo valor de la variable independiente

e_i = i -ésimo error aleatorio, representando variación individual y error de medición

3.3 Identificación de *Anthonomus*

Para la identificación de la especie se hicieron colectas de adultos por método de golpeo, también se utilizaron los adultos que emergieron del estado de pupa dentro de fruto, todos se montaron en alfileres, con sus respectivos datos de colecta. Dichos especímenes fueron llevados a la Universidad de Querétaro. La identificación la llevo a cabo el Dr Robert W. Jones, taxónomo experto en Curculionidae.

3.4 Distribución de *Anthonomus arrogans*, en los lugares de incidencia de la plaga.

De los sitios en los cuales se encontró la presencia de *C. loniceroides*, se muestrearon árboles infestados con la plaga. Se determinó, por observación directa, la presencia o no del insecto en los frutos en desarrollo (Figura 3.2). De estar presente se tomaron 100 frutos al azar, estos frutos debían estar en desarrollo o maduros (color rojo). Se abrieron los frutos para revisar el daño de *A. arrogans*, y si era el caso, extraer algún instar y conservarlo. Se estimó la proporción de infestación.

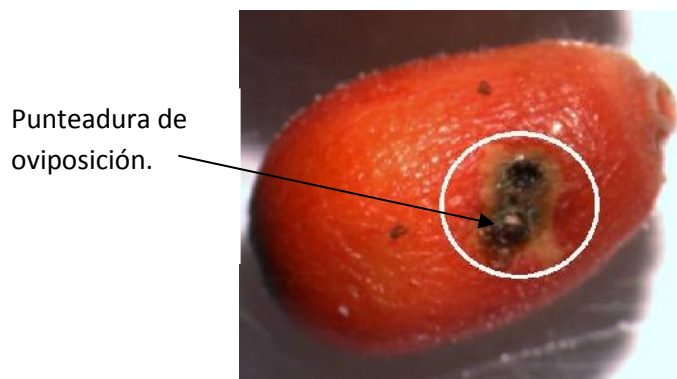


Figura 3. 2. Punteadura de oviposición por *Anthonomus* en fruto maduro de *C. loniceroides*.

3.5 Descripción biológica de los estados del picudo.

Se realizaron preparaciones del huevo, larva y pupa en gel común y alcohol al 70%, posteriormente se tomaron fotos para poder realizar la descripción. La nomenclatura utilizada fue la propuesta por Burke y Gates (1974).

Se realizaron mediciones en mm de la longitud y amplitud del huevo y la longitud del cuerpo de la larva. Con respecto a los adultos se tomaron fotos del pigidio, las antenas, la parte ventral y dorsal para observar sus principales componentes, se realizó la descripción.

3.6 Determinación de Instares larvales de *Anthonomus arrogans*

3.6.1 Obtención del material biológico

Se abrieron frutos de *C. loniceroides* de los cuales se obtuvieron 98 larvas de *A. arrogans*, procedentes del deportivo ecológico Cuemanco. Los individuos eran de diferentes tamaños, desde la eclosión hasta el momento antes de pupar, se separaron visualmente por tamaños similares y se preservaron en diferentes frascos que contenían alcohol al 70%.

3.6.2 Preparación de las cápsulas cefálicas

Las larvas fueron montadas en pequeñas cajas petri llenas de gel común, que servía de sostén a la larva para poder colocar la cavidad cefálica en vista frontal.

3.6.3 Medición de las cápsulas cefálicas

Se registró la anchura y longitud de 98 cápsulas cefálicas usando el método de medición por análisis computarizado de imágenes. Las imágenes de las cápsulas cefálicas fueron obtenidas en un fotomicroscopio Carl Zeiss Tessoar, con una cámara digital Pixera Professional. A cada una de las 98 imágenes se le asignó un número de muestra progresivo. Las imágenes se archivaron en formato JPG4. De la misma forma, se capturó la imagen de la reglilla para calibrar el analizador de imágenes en mm.

Para medir las imágenes de las cápsulas cefálicas se usó el programa Image Tool 3.0 (Wilcox *et al.*, 2002). De cada imagen se obtuvo la dimensión de su anchura, ordenándola de acuerdo con su número de muestra, para ubicar la imagen del mismo ejemplar cuando fuera necesario. La medición de la anchura se tomó uniéndose con la línea de la herramienta de medición del programa, los puntos más externos de los bordes laterales de cada cápsula (genas), las de longitud se tomaron desde el punto medio superior de la cabeza hasta el borde inferior de la cresta epistomal (Figura 3.3).

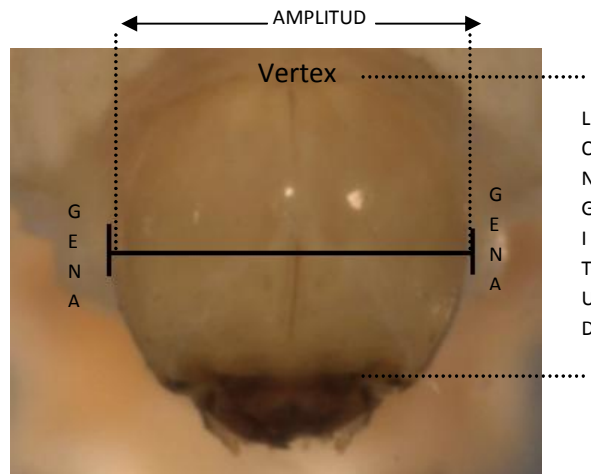


Figura 3. 3. Cápsula cefálica de las larvas de *Anthonomus arrogans* en vista frontal, donde se muestran los sitios considerados para obtener las medidas lineales de anchura y longitud.

3.6.4 Análisis estadístico

Los datos obtenidos de las mediciones se clasificaron en tablas de frecuencias simples, disponiendo las marcas de clase en el eje de las abscisas y las frecuencias de clase en el de las ordenadas. Los datos se graficaron en un diagrama de distribución de frecuencias, para definir los grupos de observaciones correspondientes a cada uno de los instares. Lo anterior se realizó con el fin de observar en cual tipo de gráficas se reflejaba con mayor nitidez una curva multimodal (Con varios máximos). El objetivo de obtener una curva multimodal consiste en elegir los diferentes máximos observados como los posibles instares de la población de las larvas. Cada uno de los máximos se asume que corresponden a una distribución normal con media μ y varianza σ^2 . A simple vista se determinaron los posibles puntos de traslape entre pares de curvas normales adyacentes, tales puntos son considerados como los límites de los instares (Castellanos y Olguín, 2000).

Con base en los datos obtenidos mediante el análisis gráfico, se hizo un análisis discriminante por el método PROC DISCRIM de SAS, el cual permite separar dos o más grupos definidos a priori, de modo que se minimice la probabilidad de una clasificación errónea. El procedimiento consiste en asignar a cada individuo u objeto de la muestra un valor que esencialmente es un promedio ponderado de los valores de los individuos u objetos en el conjunto de variables independientes. Una vez que se determina tal valor, puede ser transformado a una probabilidad *a posteriori*, que define la probabilidad de que un individuo u objeto pertenezca a cada uno de los grupos (Castellanos y Olguín, 2000).

Una vez obtenidos los posibles instares por el método grafico y por PROC DISCRIM, se procedió a obtener la media y la varianza muestral para cada instar en los dos métodos anteriores. Estos datos (μ y σ) sirvieron para graficar curvas de distribución normal con ayuda del programa minitab® (Ginebra, 1999; Vila, 2000), se realizaron curvas para cada instar de cada variable y curvas multimodales con el objetivo de tener la zona involucrada en la región de traslape.

Se calcularon las probabilidades de traslape, para definir los límites mínimos y máximos de cada grupo. La prueba de traslape utilizada toma como criterio de separación de instares, aquel valor de X (Común a dos instares adyacentes) que tiene la misma probabilidad hacia la derecha del instar $i(X \sim N(\mu_i, \sigma_i^2))$ y la misma probabilidad hacia la izquierda del instar $i + 1(X \sim N(\mu_{i+1}, \sigma_{i+1}^2))$. En base a las probabilidades obtenidas se determina la adecuación o la no adecuación de los instares propuestos. Se utilizó el comando CDF de SAS, para obtener las probabilidades acumuladas para cada punto z asumiendo la distribución normal

del instar i y del instar $i+1$. Para obtener la probabilidad de la cola derecha del instar i se calculó mediante 1-CDF (Castellanos y Olguín, 2000).

3.7 Ciclo biológico de *Anthonomus arrogans*

Como se sabe que *Anthonomus arrogans*, lleva a cabo su ciclo biológico dentro del fruto de muérdago, se eligieron 50 matas de muérdago al azar, con frutos maduros que tenían presencia de ataque por *Anthonomus*, de cada mata se eligieron ramas con frutos de aproximadamente 30 cm de longitud. Estas ramas fueron embolsadas con malla de media. Para tener control sobre el porcentaje de daño y del momento en que aparecían las punteaduras, se marcaron frutos sanos y se cerró la malla. Cada semana fueron extraídas 5 bolsas al azar, las cuales fueron transportadas al laboratorio de entomología de la División de Ciencias Forestales de la Universidad Autónoma Chapingo. Se abrieron los frutos dañados y se registró el estado de vida en que se encontraba *Anthonomus*: Huevo, larva, pupa o adulto. También se registró el tiempo que había tardado en atacar los frutos que estaban marcados como sanos. En el caso de extraer pupas, éstas fueron colocadas en cajas petri, fueron monitoreadas hasta la emergencia de adultos. Una vez obtenidos los adultos, se tuvieron en cautiverio en un frasco perforado que contenía hojas y frutos de muérdago para su alimentación. Se describieron cada uno de los estados observados (Huevo, larva, pupa y adulto).

3.8 Aplicación de reguladores de crecimiento para el control de *Cladocolea loniceroides*.

3.8.1 Hipótesis

Para este problema en particular, se plantea la hipótesis de que el fitoregulador etefón aplicado a diferentes dosis, tiene un efecto sobre el follaje, la floración y fructificación del muérdago *Cladocolea loniceroides*, la cual es usada como especie de prueba.

Con la finalidad de comparar las diferentes dosis se determinó como efecto general (variable respuesta) la reducción en crecimiento, así como también el tiempo que tarda en rebrotar.

3.8.2 Diseño experimental

El estudio fue realizado en el Deportivo ecológico Cuemanco, Xochimilco D.F., se eligieron 20 árboles de *Salix bonplandiana* (Ahuejote), que presentaban las mismas condiciones fenológicas y nivel de infestación. En cada árbol tratado se midió el diámetro del árbol (Cuadro 3.2), así como el crecimiento en brotes jóvenes antes de la inyección.

Cuadro 3. 2. Diámetro de *Salix bonplandiana* y dosis aplicada a cada una de las repeticiones del ensayo con etefón

Tratamiento/ Repetición	1. Dosis baja (rosa) 1mm/cm diámetro	2. Dosis media (azul) 2 mm/cm diámetro	3. Dosis alta (naranja) 3 mm/cm diámetro
Árbol 1	Diámetro=86.5/ $3.1416 = 27.5 * 1 \text{ ml}$ = 27.5 ml.	Diámetro=87/ $3.1416 = 27.69 * 2 \text{ ml}$ = 55.38 ml.	Diámetro=180/ $3.1416 = 57.29 * 3$ ml = 171.8 ml.
Árbol 2	Diámetro=51.5/ $3.1416 = 16.39 * 1$ ml = 16.39 ml.	Diámetro=126/ $3.1416 = 40.10 * 2 \text{ ml}$ = 78.30 ml.	Diámetro=268/ $3.1416 = 85.30 * 3$ ml = 255.9 ml.
Árbol 3	Diámetro=88.5/ $3.1416 = 28.17 * 1$ ml = 28.17 ml.	Diámetro=79.5/ $3.1416 = 25.30 * 2 \text{ ml}$ = 50.6 ml.	Diámetro=140/ $3.1416 = 44.56 * 3$ ml = 133.6 ml.
Árbol 4	Diámetro=150/ $3.1416 = 47.7 * 1 \text{ ml}$ = 47.7 ml.	Diámetro=130/ $3.1416 = 41.38 * 2 \text{ ml}$ = 82.7 ml.	Diámetro=106/ $3.1416 = 37.74 * 3$ ml = 101.2 ml.
Árbol 5	Diámetro=126/ $3.1416 = 40.1 * 1 \text{ ml}$ = 40.1 ml.	Diámetro=88.5/ $3.1416 = 28 * 2 \text{ ml} =$ 56.3 ml.	Diámetro=77/ $3.1416 = 24.5 * 3$ ml = 73.5 ml.

Se usó un diseño completamente al azar, fueron 3 tratamientos (dosis) y un testigo, con 5 repeticiones cada uno, se les asignó al azar el número de árbol y color característico a cada tratamiento (dosis).

El procedimiento de aleatorización garantizó obtener una estimación válida de la varianza. Los árboles presentaron características de infección similares entre sí, lo que permitió aceptarlos como unidades experimentales homogéneas. Se realizaron lecturas cada 15 a 20 días durante al menos 4 meses. Adicionalmente, se contó con un grupo de 5 árboles testigo, con la finalidad de confirmar los efectos de las distintas dosis de etefón.

3.8.3 Elección y marcado de árboles y brotes de muérdago

Se marcaron para el experimento 20 árboles. En cada árbol se eligieron 10 brotes de muérdago en crecimiento. En cada brote se colocó una etiqueta para la identificación del, del árbol y del tratamiento que se aplicó (Figura 3.4).

3.8.4 Formulación y aplicación de tratamientos

La aplicación del regulador de crecimiento fue llevada a cabo mediante el sistema de inyección “ArborJet®” (Figura 3.5), sistema de baja presión que actúa de forma directa sobre el árbol mediante la aplicación del producto dirigida al área del Xilema, situación que asegura que el producto sea inyectado. La cantidad de mezcla utilizada para cada árbol fue determinada de acuerdo a su diámetro. Para el tratamiento 1 (dosis baja) se aplicaron 1 mm/cm de diámetro del árbol; tratamiento 2 (dosis media), 2 mm/cm de diámetro; tratamiento 3 (dosis alta), 3 mm/cm de diámetro y al tratamiento 4 no se le aplicó nada (Cuadro 3.2).

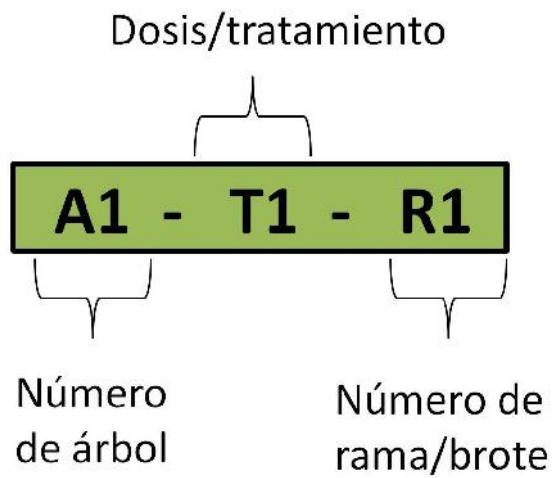


Figura 3. 4. Ejemplo de etiquetas utilizadas ahuejotes del deportivo ecológico Cuemanco, Xochimilco, D.F. A la izquierda se muestra la clave utilizada; a la derecha se muestra un ejemplo de marcado de ramas en muérdago.



Figura 3. 5. Aplicación por inyección al fuste de ahuejotes con el equipo ArborJet®

Cabe mencionar que los puntos de inyección y las dosificaciones fueron seleccionadas de acuerdo al diámetro del sujeto a inyectarse, es decir, que para diámetros menores a 20 cm, se decidió utilizar solo 3 puntos (Conectores) de inyección, mientras que para diámetros mayores a 20 cm se utilizaron 4 puntos de inyección.

3.8.5 Medición de la variable “crecimiento” en brotes de muérdago.

Para obtener información acerca de la efectividad de los tratamientos aplicados se hicieron mediciones periódicas de los brotes en crecimiento marcados, esto se hizo cada 15 a 20 días en promedio, comenzando con una medición inicial o previa a la aplicación de los tratamientos. La medición inicial de los brotes en crecimiento se hizo desde la base, o desde el punto de unión de estos con la parte más vieja de la planta de muérdago, hasta el ápice. Las mediciones posteriores se han hecho con la misma forma, y es la diferencia de tamaños la variable que se registra, como se muestra en la figura 3.6. (Cibrián *et al.*, 2010b).

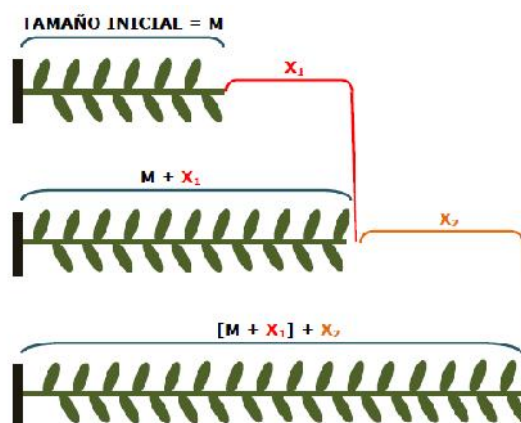


Figura 3. 6. Ejemplo de medición de crecimiento en brotes. X1 y X2 representan el crecimiento obtenido en el periodo transcurrido entre una medición y otra (Fuente: Cibrián, 2010b).

3.8.6 Análisis estadístico

Se utilizó un diseño completamente al azar con 4 tratamientos que correspondieron a las dosis aplicadas: dosis alta, media, baja y testigo, cada uno con 5 repeticiones. El modelo utilizado fue:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + e_{ij} \quad i= 1, 2, 3, 4 \dots t$$

$$j= 1, 2, 3, 4, 5 \dots r$$

donde:

y_{ij} es la observación del i -ésimo tratamiento y de la j -ésima repetición,

μ_i es la media del i -ésimo tratamiento,

e_{ij} es el error experimental de la unidad $i j$

El análisis de varianza para el modelo $Y_{ij} = \mu + \tau_i + e_{ij}$ está supuesto bajo las siguientes hipótesis:

$$H_0: \tau_1 = \tau_2 = \dots = \tau_t$$

H_a : al menos el efecto de un tratamiento es diferente de los demás.

Dicho análisis se realizó a través del paquete estadístico SAS, mediante el procedimiento PROC GLM; posteriormente, se realizaron comparación de medias con la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$) para todas las variables evaluadas.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Distribución de muérdago en la Ciudad de México

La planta parásita *Cladocolea loniceroides*, se encontró distribuida mayoritariamente, en la zona centro del Distrito Federal, con mayor incidencia en la delegación Xochimilco que en las otras delegaciones muestreadas (Álvaro Obregón, Benito Juárez, Cuajimalpa, Coyoacán, Cuauhtémoc, Miguel Hidalgo, Tlalpan y Xochimilco)

La tendencia de la distribución de *C. loniceroides* es hacia las delegaciones del centro y sur de la Ciudad de México (cuadro 4.1 y figura 4.1), datos que coinciden con los reportados por el INIFAP *et al.* (2010) para la especie, en donde se menciona la incidencia de la plaga en árboles de las delegaciones del sur y centro de la Ciudad de México. Estos datos complementan los reportados por De la Paz Pérez *et al.* (2006) y Alvarado & Saavedra (2005), en donde los autores mencionan a las delegaciones Tlalpan, Coyoacán y Xochimilco como lugar de distribución de muérdago.

Cuadro 4. 1. Coordenadas y localidades por delegación del Distrito Federal de los sitios de distribución de *Cladocolea loniceroides*.

Sitio	Coordenadas		Delegación	Dirección	Hospedante
	X	Y			
Sitio 1	477895.92	2139680.79	ÁLVARO OBREGÓN	Parque Axomiatla. Av. Agamenón y la Lliada.	Fresno
Sitio 2	471722.72	2140225.29	ÁLVARO OBREGÓN	Parque las Águilas, Avf. Romulo y Alfonso Caso Andrade.	Fresno
Sitio 3	487246	2135962	COYOACAN	Conjunto habitacional, Alianza Popular Revolucionaria (parque ecologico los coyotes)	Ahujote
Sitio	486702	2135965	COYOACAN	Los cipreses	Ahujote

4					
Sitio 5	481571	2139510	COYOACAN	Barrio de Sta. Catarina (Av. Progreso)	Ahuejote
Sitio 6	487657.7 11	2137070.64	COYOACAN	C. Plaza Tzintzuntzan, Col. U. O. H. CTM. Culhuacán zona V.	Ahuejote
Sitio 7	488024.3 65	2137047.52	COYOACAN	C. Plaza Teotihuacán esq. Tlacopan Col. U.O.H. CTM. Culhuacán zona V	Ahuejote
Sitio 8	488038. 13	2137227.77	COYOACAN	C. Plaza Tajín esq. Col. U.O.H. CTM Culhuacán zona V.	Ahuejote
Sitio 9	487833.7 56	2136383.39	COYOACAN	C. M. Abrego col. U.O.H. CTM Culhuacán zona VI	Ahuejote
Sitio 10	485965.0 15	2136255.4	COYOACAN	C. Castor Col. Prados de Coyoacán.	Ahuejote
Sitio 11	487833.7 5	2136383.39	COYOACAN	Pueblo Tepepan (C. Retama)	Ahuejote
Sitio 12	488985.4 2	2134807.28	COYOACAN	Calzada de las Bombas col. U.O.H. CTM. Culhuacán zona IX	Ahuejote
Sitio 13	488951.8 5	2136686.02	COYOACAN	Av. Canal nacional col. Paseos de Tasqueña.	Ahuejote
Sitio 14	479922.1 7	2137193.27	COYOACAN	Ciudad Universitaria	Ahuejote, Fresno y chopo
Sitio 15	482424	2147866	CUAUHTEM OC	Júarez (Av. Reforma, frente al monumento al angel de la independencia)	Fresno y chopo
Sitio 16	483599	2145947	CUAUHTEM OC	Centro Urbano Benito Juárez (Jardín Ramón López)	Fresno y chopo
Sitio 17	482102	2146986	CUAUHTEM OC	Roma Norte (C. Durango)	Fresno y chopo
Sitio 18	483595.1 8	2142065.28	CUAJIMALP A	Campo de Golf, Santa Fé.	Fresno y chopo
Sitio 19	480404.0 6	2147306.13	MIGUEL HIDALGO	Bosque de Chapultepec, 1ra sección.	Fresno.
Sitio 20	487429	2132581	TLALPAN	Residencial Villa Coapa (entre C. El Paraje y C. El portillo)	Ahuejote
Sitio 21	481884	2132515	TLALPAN	Tlalpan Centro	Ahuejote
Sitio 22	485586	2134166	TLALPAN	Vergel de Coyoacan (Av. Amanalco)	Ahuejote
Sitio 23	485185	2131860	TLALPAN	Residencial puerto Tepepan.	Ahuejote
Sitio 24	485206	2132484	TLALPAN	Hacienda de San Juan (Av. Canal de Miramontes)	Ahuejote
Sitio 25	488922	2128603	XOCHIMILC O	B. Xaltocan (C. 16 de Septiembre)	Ahuejote
Sitio 26	487950	2130006	XOCHIMILC O	Tierra Nueva (C. Prolongación División del Norte)	Ahuejote
Sitio 27	486132	2131083	XOCHIMILC O	Pueblo Tepepan (C. Retama)	Ahuejote
Sitio 28	490393.6 8	2134285.2	XOCHIMILC O	Deportivo ecologico Cuemanco entre av. Canal nacional y canal de Chalco, Periferico Sur.	Ahuejote

Sitio 29	489584.4 9	2132746.15	XOCHIMILC O	Embarcadero Cuemanco	Ahuejote
Sitio 30	497113.9 1	2129952.1	XOCHIMILC O	CORENA	Ahuejote
Sitio 31	495464.5	2129813.09	XOCHIMILC O	Paseo acuario en San Luis Tlaxiátemalco.	Ahuejote
Sitio 32	496996	2129846.18	XOCHIMILC O	Parque acuexcómatl	Ahuejote
Sitio 33	487276.1 2	2131424.88	XOCHIMILC O	Av. Guadalupe I. Ramirez, Av. Prolongacion divison del norte al embarcadero Fernando Celada.	Ahuejote
Sitio 34	487639.4 4	2130744.49	XOCHIMILC O	Av. Guadalupe I. Ramirez, Av. Prolongacion divison del norte al embarcadero Fernando Celada.	Ahuejote
Sitio 35	487925.2 6	2130184.86	XOCHIMILC O	Av. Guadalupe I. Ramirez, Av. Prolongacion divison del norte al embarcadero Fernando Celada.	Ahuejote
Sitio 36	488513.7 3	2130236.11	XOCHIMILC O	Av. Guadalupe I. Ramirez, Av. Prolongacion divison del norte al embarcadero Fernando Celada.	Ahuejote
Sitio 37	486661.3	2132546.76	XOCHIMILC O	De la glorieta de vaqueritos a Cuemanco	Trueno
Sitio 38	487606.2 2	2132772.51	XOCHIMILC O	De la glorieta de vaqueritos a Cuemanco	Trueno
Sitio 39	488319.7 9	2132982.65	XOCHIMILC O	De la glorieta de vaqueritos a Cuemanco	Trueno
Sitio 40	488845.7 7	2133274.2	XOCHIMILC O	De la glorieta de vaqueritos a Cuemanco	Trueno
Sitio 41	489074.6	2128638.25	XOCHIMILC O	Av. Prolongación división del norte de vaqueritos a 16 de septiembre	Ahuejote
Sitio 42			XOCHIMILC O	De la calle Hgo. Delñ Pueblo Sta. Maria Tepepan a la Noria.	Olmo, Fresno
Sitio 43			XOCHIMILC O	Arcos Oriente y Poniente, Jardín principal de la colonia Jardines del Sur.	Olmo, fresno

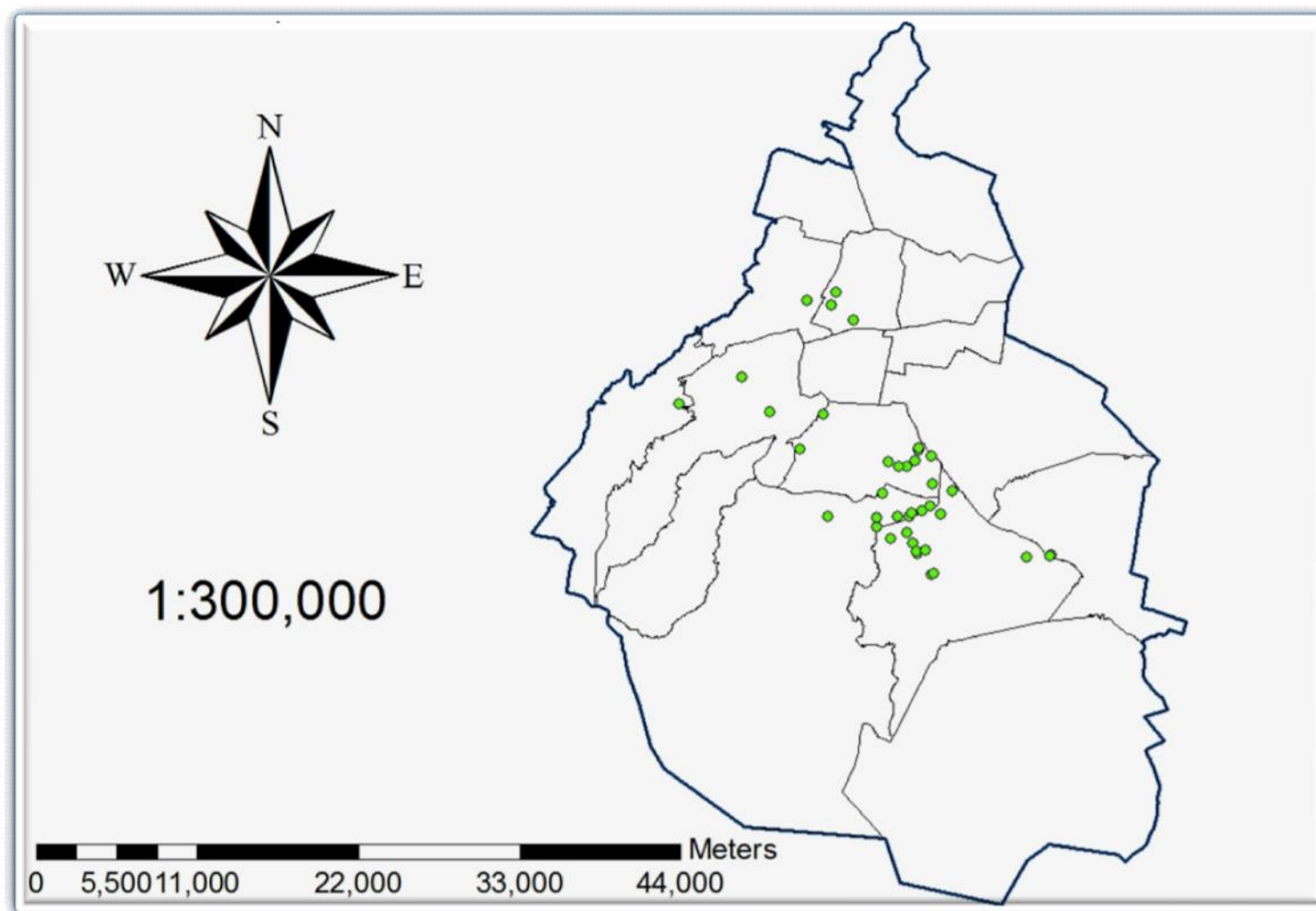


Figura 4. 1. Ubicación geográfica de *Cladocolea loniceroides* en las delegaciones de la Ciudad de México, 2012 (DATUM: NAD 27, UTM Zona 14N).

De acuerdo con los recorridos realizados en la Ciudad de México, se observó que los árboles con mayor incidencia de muérdago fueron ahuejotes (*Salix bomplandiana*), fresnos (*Fraxinus udhei*), Olmos (*Ulmus parvifolia*) y Truenos (*Ligustrum japonicum*) (Cuadro 4.1). Los ahuejotes registrados presentaban en promedio nivel 3 de infestación (más de una mata de muérdago pero dominando el follaje del árbol) de la escala de Alvarado (2003-2004), mientras que las otras tres especies se registraron entre nivel 1 y nivel 2 (Figura 4.2.). No se encontró ningún árbol muerto, aunque cabe mencionar que en el sitio de estudio, los árboles habían sido podados seis meses atrás.

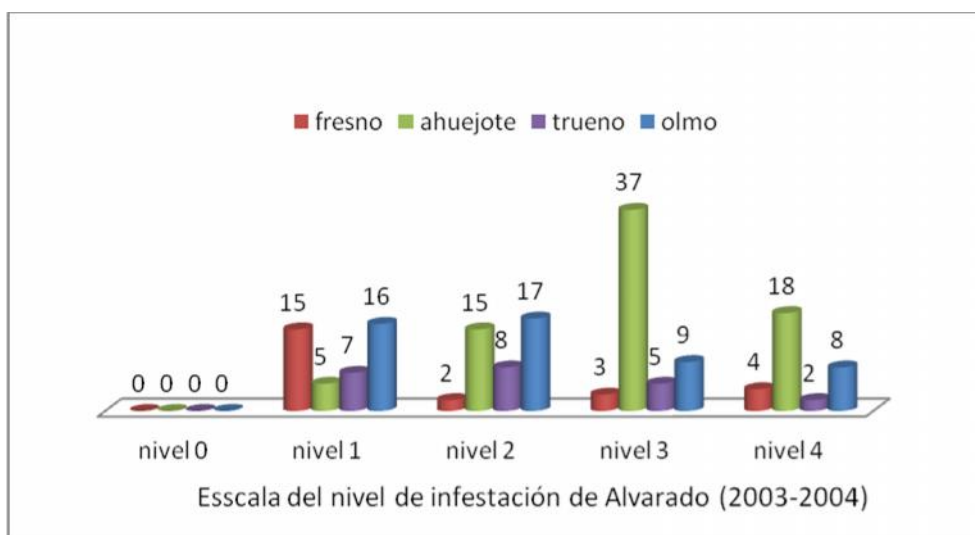


Figura 4. 2. Histograma que muestra el grado de infestación por muérdago en distintas especies evaluadas en la Ciudad de México (nivel 0: árbol sano; nivel 1: infestación leve; nivel 2: infest. moderada; nivel 3: infest. severa; nivel 4: árbol muerto).

4.2 Fenología de *Cladocolea loniceroides*

De los 10 ahuejotes evaluados, se evaluaron 10 ramas de muérdago escogidas al azar, por lo cual, se obtuvo una muestra de 100 ejemplares. Los resultados encontrados en cuanto a la presencia promedio de hojas, fue que todas las plantas presentaron hojas verdes desarrolladas en más del 75% (nivel 4 de la escala de Fournier, 1974) de la parte aérea en todos los meses del año, así como un promedio del 35 % de brotes nuevos (nivel 2 de la escala utilizada). La caída de follaje fue de menos del 25%, durante todo el año evaluado (Figura 4.3c y Figura 4.5).

En cuanto al proceso de floración, se observó que en los meses de marzo y abril más del 25% de la copa tenía presencia de botones florales de primer y segundo tipo, de mayo a agosto el 75% de las copas estuvieron cubiertas de flores en cada planta estudiada (Figura 4.3b y Figura 4.5).

El periodo de fructificación se observó en los meses de agosto a febrero. El pico más alto de fruto maduro se dio de octubre a enero, más del 75% en copas (Figura 4.3a, Figura 4.5 y Anexo 1).

Por lo tanto, *C. loniceroides* presenta follaje perenne, su periodo de floración es de marzo a agosto y fructifica de agosto a marzo, resultados que coinciden con los documentados por Cházaro (2005) para la especie *C. oligatha*, en donde el autor menciona que esta planta florece de abril a agosto y fructifica de octubre a enero.

Comparando los resultados obtenidos en el presente estudio con los reportados por Cibrián *et al.*, (2010a), en donde los autores reportan que en todos los meses hay producción de frutos, se observó un retraso significativo en las fenofases floración y fructificación. Con la finalidad de conocer si dicho retraso se encontraba relacionado con la precipitación correspondiente a dicho período de estudio, se evaluó la correlación entre variables, para posteriormente ser analizadas con un ANOVA mediante el paquete estadístico “SAS” (Cuadro 4.2).

De acuerdo con los resultados obtenidos, se encontró que la floración y fructificación tienen un comportamiento en relación con la precipitación (Figura 4.4). La floración estuvo directamente correlacionada con la precipitación ($r_{xy}= 0.8057$) en un 64.91% de significancia, lo que nos indica que a mayor precipitación mayor incremento en el inicio de la floración, con un 95% de confianza (Anexo 2). En cambio la fructificación estuvo inversamente correlacionada con la precipitación ($r_{xy}= -0.6763$) en un 45.74% significancia (Cuadro 4.3), lo que nos indica que la fenofase fructificación esta inversamente correlacionada con la precipitación, con un nivel de confianza del 95% (Anexo 3).

Analizando los datos obtenidos sobre correlación y el promedio de precipitación mensual de los 2 años evaluados (2010-2011), se observó que en los meses de enero y febrero hubo un incremento notable en la precipitación, lo que podría acelerar el proceso de floración y con él la fructificación, tales datos podrían explicar la presencia de frutos reportados por Cibrián *et al.* (2010a) en todos los meses del año, en cambio en el año 2011 se registró que en los meses de enero y febrero la precipitación fue baja, aumentando en los meses de marzo a julio, explicando así el periodo de floración y fructificación del año 2011.

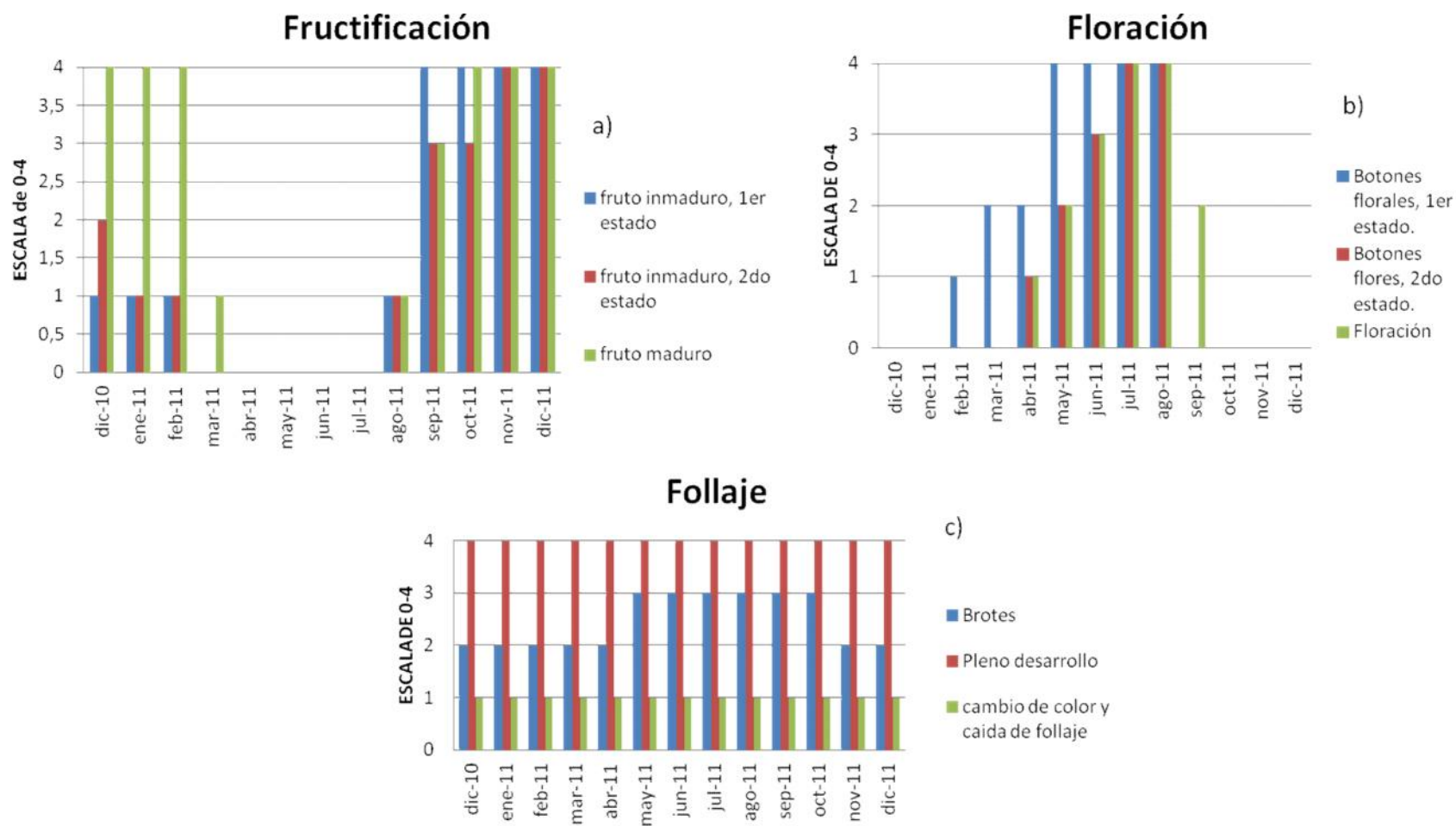


Figura 4. 3. Rangos observados en el estudio fenológico de *C. loniceroides*: a) Fructificación de agosto a Mayo; b) Floración de Marzo a Agosto; c) Follaje todo el tiempo.

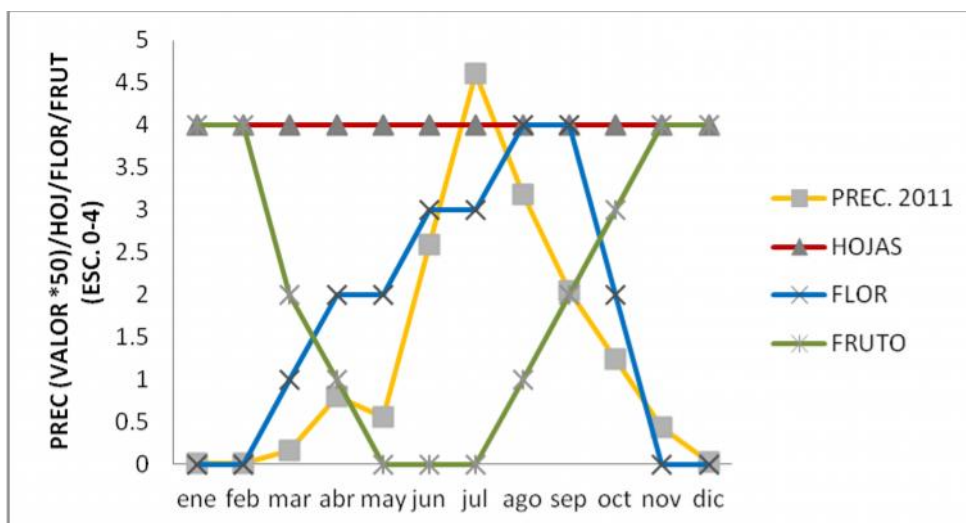


Figura 4. 4. Comportamiento de la especie en función de la precipitación. Xochimilco D. F. 2011.

Cuadro 4. 2. Datos mensuales de precipitación del periodo 2010-2011

MES/ AÑO	ene	feb	mar	abr	may	jun	jul	ago	Sep	oct	nov	dic
2010	25.8	57.3	1.6	14.9	27.3	94.3	203.3	174.5	93.7	3.7	1.4	0.1
2011	0.1	0.7	8.1	39.8	28	130	230.5	158.9	102	62	22	0.9

Cuadro 4. 3. Resultados de regresión y correlación entre la precipitación y la variable floración y fructificación.

Variables independientes:	Variable dependiente:	R ²	rx _y	CALCULADA	P _R > F
Precipitación	Floración	0.6491	0.8057	18.50	4.965
	Fructificación	0.4574	-0.6763	8.43	4.965

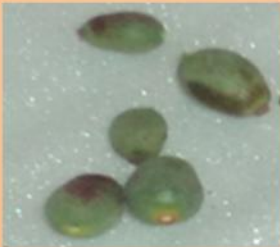
FOLLAJE		FLORACIÓN		FRUCTIFICACIÓN	
Brotación (Br) ; en todo el año se observo en nivel 2.		Botones florales de primer estado (Bo1)		Fruto inmaduro de menos de 5 cm de longitud, color verde (Fi1)	
Pleno desarrollo (PD)		Botones florales de segundo estado. Se puede observar como se van alargando para dar origen a la flor (Bo2)		Fruto inmaduro de mas de 5 cm de longitud , color verde (Fi2)	
Cambio de color y marchitamiento (Cc)		Flores (FI)		Fruto maduro de 7 a 9 mm de longitud, color rojo (Fm)	

Figura 4. 5. Fenofases de *Cladoclea loniceroides* observadas en el deportivo ecológico, Cuemanco, Xochimilco D. F.

4.3 Identificación del Insecto

Se colectaron individuos de *Anthonomus* por método de golpeo, algunos otros se obtuvieron en laboratorio al preservar pupas en cajas petri. Los adultos logrados fueron trasladados a la Universidad de Querétaro en donde el Ph. Robert W. Jones lo identifico como *Anthonomus arrogans* Clark.

4.4 Distribución de *Anthonomus arrogans*

Para saber la distribución de *Anthonomus* en las delegaciones de la Ciudad de México, se tomaron frutos y se observó la punteadura o no del picudo. De las 8 delegaciones con presencia de muérdago, el “picudo” solo se mostró en Coyoacán y Xochimilco (Cuadro 4.4 y Figura 4.6). En los ejemplares de cada sitio se encontraron diferentes estados del picudo: huevos, de 1 a 3 larvas y pupas, en algunas localidades como el Acuexcomac, Corena, el deportivo de Cuemanco etc., se encontró el estado adulto de *A. arrogans*.

Cuadro 4. 4. Localidades y coordenadas de distribución del picudo en las delegaciones

Coyoacán y Xochimilco, D.F.

SI TI O	COORDENADAS		DELEGACIÓN	DIRECCIÓN
	X	Y		
1	487246	213596 2	COYOACAN	Conjunto habitacional, Alianza Popular Revolucionaria (parque ecológico los coyotes)
2	486702	213596 5	COYOACAN	Los cipreses

3	481571	2139510	COYOACAN	Barrio de Sta. Catarina (Av. Progreso)
4	487657.711	2137070.64	COYOACAN	C. Plaza Tzintzuntzan, Col. U. O. H. CTM. Culhuacán zona V.
5	488024.365	2137047.52	COYOACAN	C. Plaza Teotihuacán esq. Tlacopan Col. U.O.H. CTM. Culhuacán zona V
6	488038.13	2137227.77	COYOACAN	C. Plaza Tajín esq. Col. U.O.H. CTM Culhuacán zona V.
7	487833.756	2136383.39	COYOACAN	C. M. Abrego col. U.O.H. CTM Culhuacán zona VI
8	485965.015	2136255.4	COYOACAN	C. Castor Col. Prados de Coyoacán.
9	487833.75	2136383.39	COYOACAN	Pueblo Tepepan (C. Retama)
10	488985.42	2134807.28	COYOACAN	Calzada de las Bombas col. U.O.H. CTM. Culhuacán zona IX
11	488951.85	2136686.02	COYOACAN	Av. Canal nacional col. Paseos de Tasqueña.
17	488922	2128603	XOCHIMILCO	B. Xaltocan (C. 16 de Septiembre)
18	487950	2130006	XOCHIMILCO	Tierra Nueva (C. Prolongación División del Norte)
19	486132	2131083	XOCHIMILCO	Pueblo Tepepan (C. Retama)
20	490393.68	2134285.2	XOCHIMILCO	Deportivo ecológico Cuernavaca entre av. Canal nacional y canal de Chalco, Periférico Sur.
21	489584.49	2132746.15	XOCHIMILCO	Embarcadero Cuernavaca
22	497113.91	2129952.1	XOCHIMILCO	CORENA
23	495464.5	2129813.09	XOCHIMILCO	Paseo acuario en San Luis Tlaxiátemalco.
24	496996	2129846.18	XOCHIMILCO	Parque acuexcómatl
25	487276.12	2131424.88	XOCHIMILCO	Av. Guadalupe I. Ramírez, Av. Prolongación división del norte al embarcadero Fernando Celada.
26	487639.44	2130744.49	XOCHIMILCO	Av. Guadalupe I. Ramírez, Av. Prolongación división del norte al embarcadero Fernando Celada.
27	487925.26	2130184.86	XOCHIMILCO	Av. Guadalupe I. Ramírez, Av. Prolongación división del norte al embarcadero Fernando Celada.
28	488513.73	2130236.11	XOCHIMILCO	Av. Guadalupe I. Ramírez, Av. Prolongación división del norte al embarcadero Fernando Celada.
29	486661.3	2132546.76	XOCHIMILCO	De la glorieta de vaqueritos a Cuernavaca
30	487606.22	2132772.51	XOCHIMILCO	De la glorieta de vaqueritos a Cuernavaca
31	488319.79	2132982.65	XOCHIMILCO	De la glorieta de vaqueritos a Cuernavaca
32	488845.77	2133274.2	XOCHIMILCO	De la glorieta de vaqueritos a Cuernavaca

3	489074	212863	XOCHIMILCO	Av. Prolongación división del norte de vaqueritos a 16 de septiembre
3	.6	8.25		
3			XOCHIMILCO	De la calle Hgo. Del Pueblo Sta. María Tepepan a la Noria.
4				
3			XOCHIMILCO	Arcos Oriente y Poniente, Jardín principal de la colonia Jardines del Sur.
5				

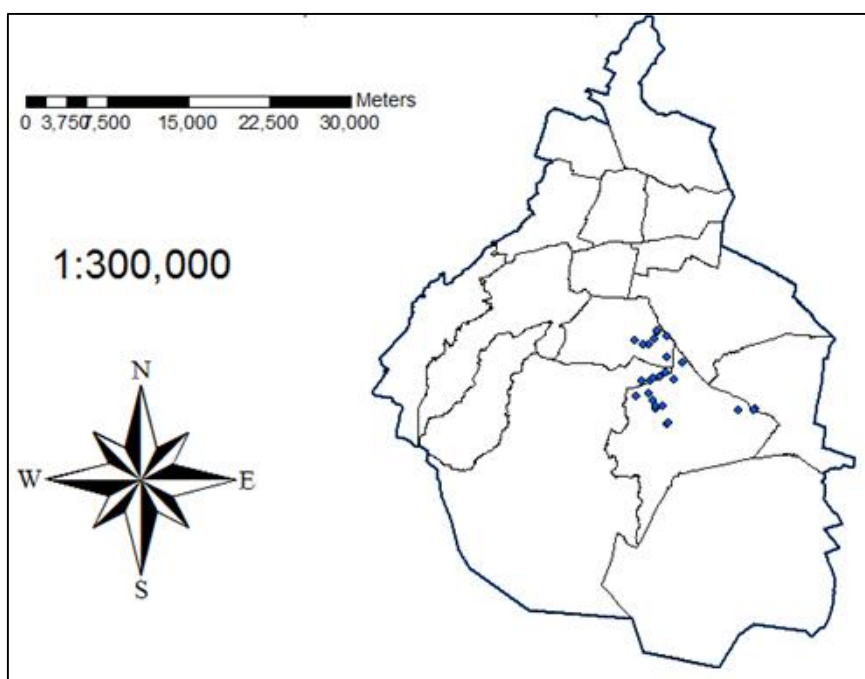


Figura 4. 6. Mapa de distribución de *Anthonomus arrogans*, en Coyoacán y Xochimilco, D. F. (DATUM: NAD 27, UTM: ZONA 14).

4.5 Biología y descripción de *Anthonomus arrogans*

4.5.1 Descripción del huevo

El huevo es de color cremoso, ovalado sus medidas varían de 0.35 a 0.5 mm de longitud y de 0.32 a 0.40 mm de amplitud (Figura 4.7). Los huevecillos son insertados por la hembra preferentemente en la parte media y superficial de frutos maduros de *C. loniceroides* (Figura 4.8), con menor frecuencia en los frutos inmaduros. En cada fruto se registraron de 1 a 3 huevos. Su incubación se registro de 5 a 8 días, datos que coinciden con algunas otras especies del género *Anthonomus* (Servín *et al.*, 2008).

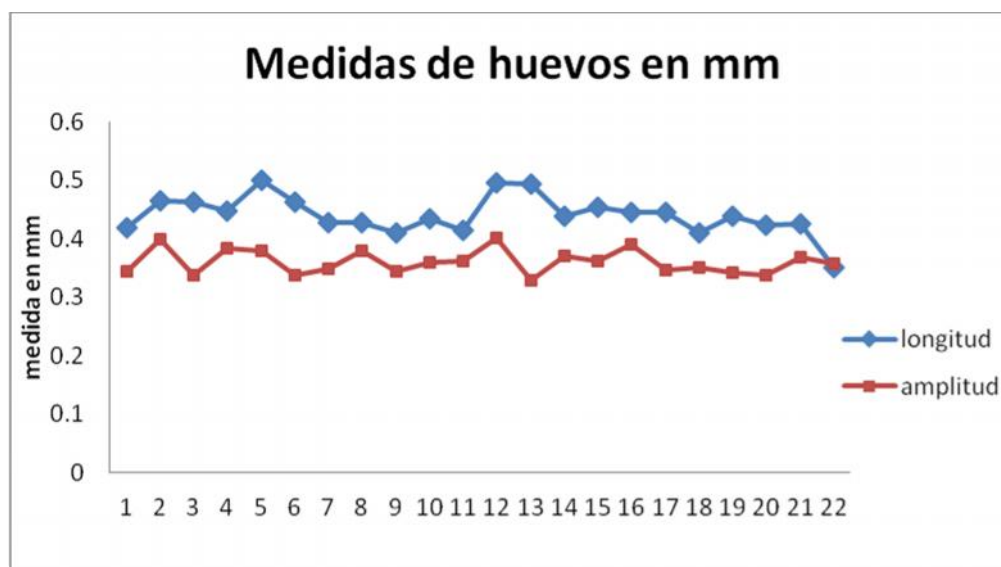


Figura 4. 7. Medidas de largo y ancho de huevos de *A. arrogans*

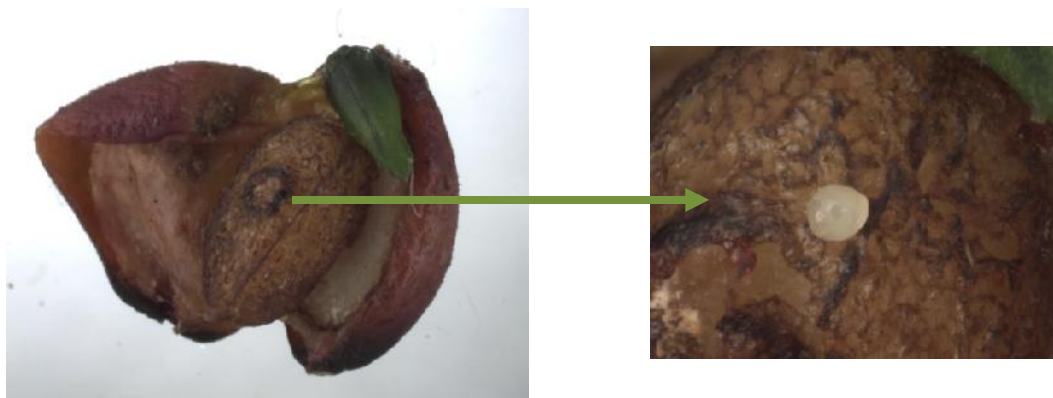


Figura 4. 8. Huevos de *Anthonomus arrogans* en fruto de *Cladoclea loniceroides*

4.5.2 Descripción de larva

Las larvas son de color cremoso, curculioniformes, apodas, de cuerpo corrugado y robusto. La cabeza es de color obscuro, amarillento a café (Figura 4.9), mide alrededor de 0.191 a 0.655 mm de amplitud y 0.114 a 0.545 mm de longitud. Al salir del huevo mide alrededor de 0.77 mm de longitud alcanzando los 8.4 mm aproximadamente (Cuadro 4.5). Presentan 3 instares o mudas, que duran en promedio de 10-15 días.

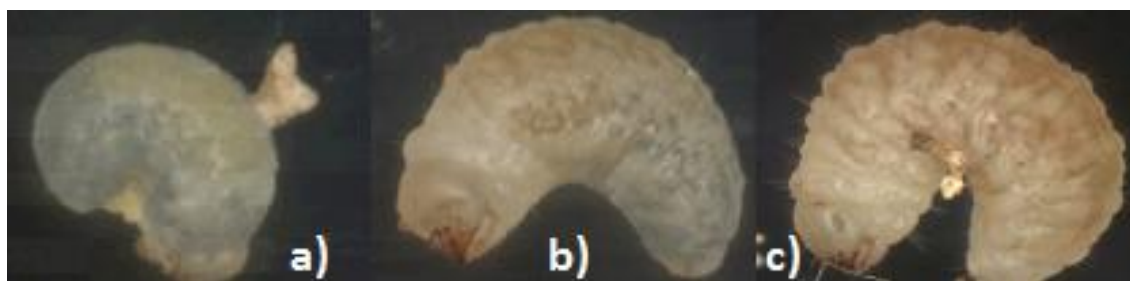


Figura 4. 9. Instares de *Anthonomus arrogans*; a) Instar I, b) Instar II, c) Instar III

Cuadro 4. 5. Medida de la longitud del cuerpo en mm de 25 larvas.

No. Larva	longitud mm	No. Larva	longitud mm
1	0,77177	14	3,14905
2	1,21271	15	3,25917
3	1,35714	16	3,33922
4	1,37432	17	3,36142
5	1,80116	18	3,36866
6	2,01912	19	3,47482
7	2,18545	20	3,51351
8	2,20834	21	3,5818
9	2,29994	22	3,65177
10	2,39654	23	3,92665
11	2,45223	24	5,46901
12	2,49149	25	8,42216
13	3,02162		

4.5.3 Descripción de Pupa

Forma parecida al adulto; pico, antenas y patas, más desarrollados que los élitros; tienen cerdas grandes en el protórax y abdomen. Son de color blanco cremoso cuando están recién formadas, a café oscuro cuando está próximo a emerger el adulto. La pupa se encuentra dentro de una cerda fácil dentro del fruto. Dura de 5-8 días en pupa. La figura 4.10 nos muestra tres diferentes fases de pupas de *Anthonomus arrogans* las primeras dos muestran diferentes pupas y la tercera corresponde a un pre-adulto, apunto de emerger.

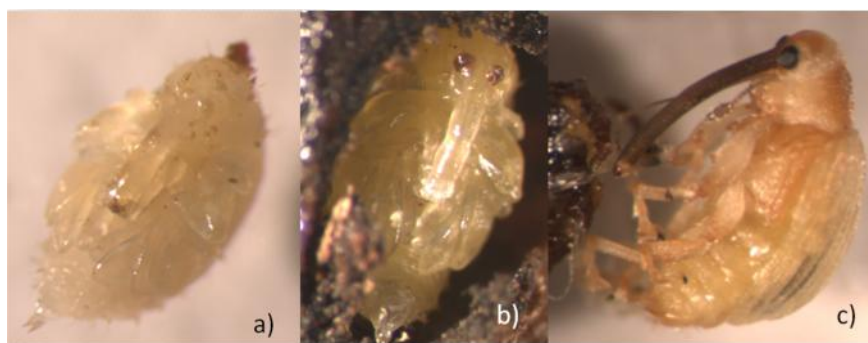


Figura 4. 10. Pupas en diferentes fases; a) pupa, acabada de salir del estado de larva; b) pupa madura, se aprecian los ojos oscuros; c) pre-adulto, apunto de emerger, se aprecia un color café, el pico y los ojos bien desarrollados.

4.5.4. Descripción y diferencias de adultos

Los adultos miden entre 1.786-2.203 mm de longitud (n= 28). Cuerpo en forma de gota, vestidura de escamas con forma de sedas en las porciones dorsal y ventral. El rostro es ligeramente curvo y estriado y con múltiples puntuaciones desde la unión de la cabeza hasta la inserción de las antenas, a partir de la inserción antenal hasta las mandíbulas está ornamentado con puntuaciones pero no presenta estrías. Funiculo antenal de siete artejos y mazo de cuatro. Los ojos son ligeramente convexos y ligeramente protuberantes cuando se observan desde arriba; la cabeza es de color café rojizo, con punturas diminutas, ornamentada alrededor de los ojos y en la parte media con escamas pálidas a manera de sedas.

En los adultos de *A. arrogans* hay dimorfismo sexual marcado, las hembras suelen tener el pico más largo (0.65 veces la longitud del cuerpo) que los machos (0.45. veces la longitud del cuerpo), en las hembras el pigidio es redondo, mientras que los machos tienen un pigidio un poco aplanado de donde sale (Figura 4.11) el edeago (pene en

insectos). Las hembras constan de 5 tergos abdominales, mientras que los machos constan de 7, siendo el último el que corresponde al pigidio.



Figura 4. 11. Diferencias de machos y hembras en vista ventral de *Anthonomus arrogans*; a) y b) abdomen y pigidio de hembra, c) y d) abdomen y pigidio de macho.

Mtcx; Metacoxa, plan; Placa anal, ppg; pigidio, 1-5 tergos.

4.6 Determinación de instares larvales

Se estudiaron 98 larvas, de las cuales se tomaron las medidas de amplitud y longitud, las dimensiones fueron registradas en mm. Se clasificaron primeramente los 98 ejemplares en tablas de frecuencias simples y se graficaron los valores de las marcas de clase de la amplitud y longitud de las cápsulas cefálicas en el eje de las abscisas y las frecuencias de clase en el eje de las ordenadas. Lo anterior se realizó con el fin de observar en cual tipo de gráfica se reflejaba con mayor nitidez una curva multimodal (con varios máximos). La figura 4.12. Muestra las dimensiones de la amplitud, sugiriendo la presencia de dos posibles instares larvales, para el caso de la longitud, la gráfica 4.13 muestra claramente tres picos o máximos, lo que nos indica la presencia, no solo de 2 sino de 3 instares larvales.

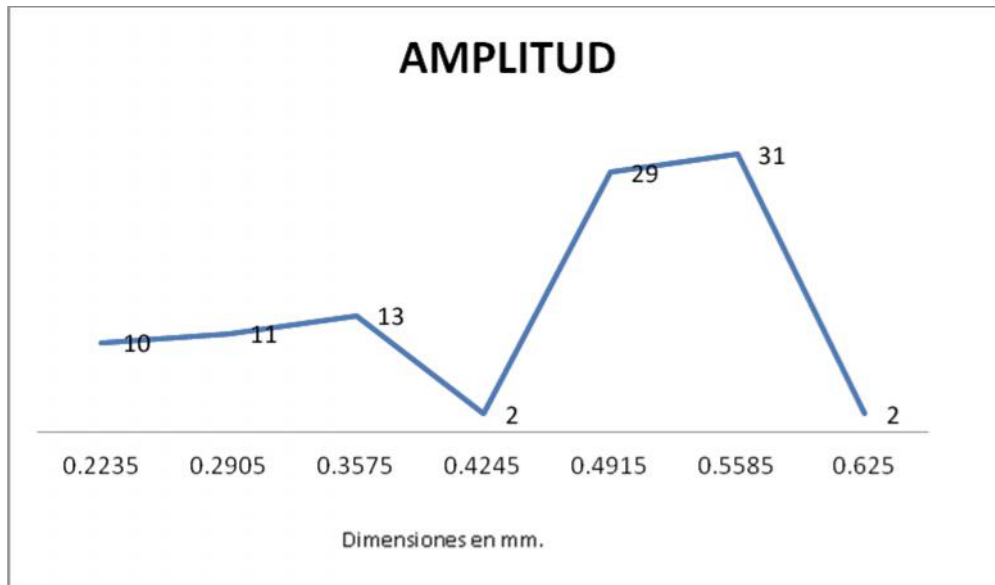


Figura 4. 12. Distribución de frecuencias de las medidas de amplitud de las cápsulas Cefálicas de *Anthonomus arrogans*. (N=98, datos en mm.)

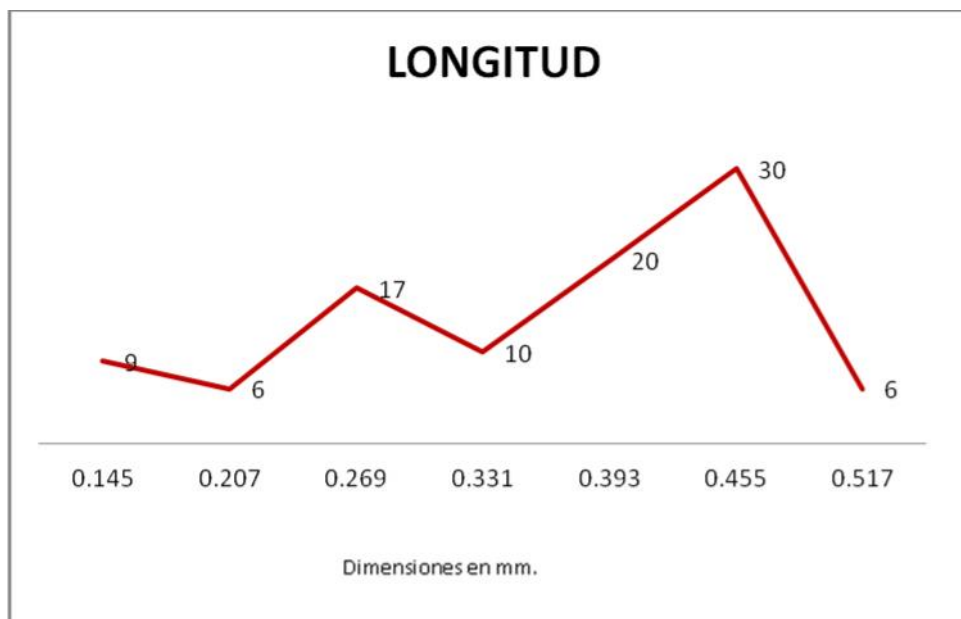


Figura 4. 13. Distribución de frecuencias de las medidas en mm de longitud de las cápsulas Cefálicas de *Anthonomus arrogans* (N= 98, datos en mm).

Como la distribución de frecuencias de las medidas de amplitud y longitud no diferenció con toda claridad, además de que una variable mostró 2 máximos y la otra 3, se procedió a obtener de manera cuantitativa los posibles instares, para ello se utilizó un análisis de discriminantes. La agrupación de los valores en frecuencias (Primera aproximación de determinación de instares) nos sirvieron como base para obtener los límites de cada instar, se utilizó el programa PROC DISCRIM de SAS, de igual manera se obtuvieron la media y la desviación estándar para cada instar de la variable amplitud y longitud, arrojando los datos del cuadro 4.6 para los 98 individuos (Anexo 4 y 5). Los datos obtenidos corresponden a los límites de cada instar y para cada variable, así como su media y desviación estándar.

Cuadro 4. 6. Intervalos de confianza de las medidas de amplitud y longitud para separar instares de *Anthomus arrogans* datos en mm.

	AMPLITUD			LONGITUD		
INSTAR	μ	σ	Ancho de cabeza en mm.	μ	Σ	Largo de cabeza en mm.
I	0.22063	0.0209	$X^1 \leq 0.276$	0.1635	0.034199	$X^1 \leq 0.222$
II	0.33987	0.03074	$0.276 < x \leq 0.396$	0.2933	0.03448	$0.222 < x \leq 0.357$
III	0.52617	0.03527	$X^2 > 0.396$	0.4367	0.03743	$X^2 > 0.357$

¹Cualquier larva menor o igual al valor dado.

²Cualquier larva mayor al valor dado.

Como en los datos anteriores se observó un fuerte traslape entre el límite del primer instar con el segundo y este con el tercero, se procedió a graficar los datos obtenidos, que sirvieron como base para la elaboración de curvas normales para cada instar y variable, por medio del programa minitab® (Anexo 6 y 7). Así mismo se realizó una gráfica normal multimodal de los 3 instares y se obtuvieron los puntos involucrados en la región de traslape para cada variable (Figura 4.14 y 4.15).

Como siguiente paso se procedió a determinar el punto en común entre un instar y otro, es decir el punto z, y las probabilidades de mala clasificación para cada estadio. Se utilizó el comando CDF de SAS, para obtener las probabilidades acumuladas para cada punto z asumiendo la distribución normal del instar i y del instar i+1. Como se deseaba obtener la probabilidad de la cola derecha del instar i se calculó mediante 1-CDF.

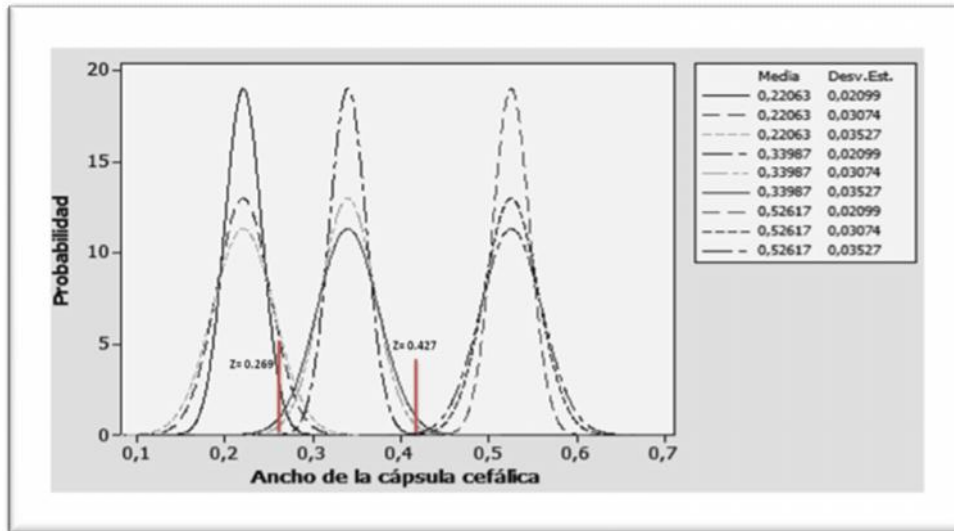


Figura 4. 14. Variación de las medidas de cada instar para la variable amplitud. La línea roja nos indica el punto en común (z) entre el instar i e i+1.

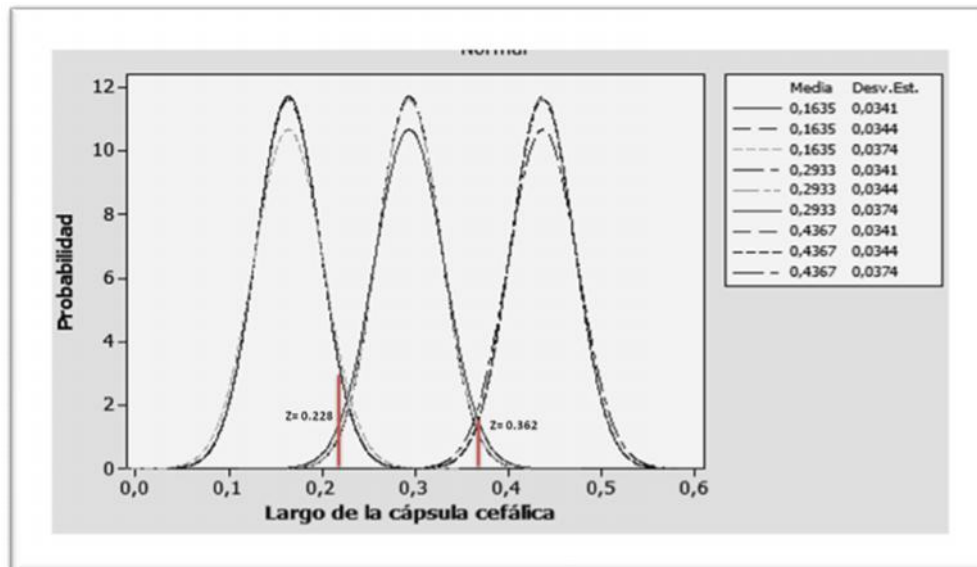


Figura 4. 15. Variación de las medidas de cada instar para la variable longitud. La línea roja nos indica el punto en común (z) entre el instar i e i+1.

Las dos probabilidades obtenidas se restaron con el fin de observar las diferencias entre ellas, en el entendido que un valor cercano a cero indicaba que ambas son semejantes, y es aquí donde se localiza el punto z (Anexo 8 Y 9).

El cuadro 4.7, muestra las probabilidades obtenidas de mala clasificación, así como el punto z de cada instar. Para el caso de la variable amplitud, el punto en común entre el instar I y II (Punto z) fue de 0.269 (Figura 4.14), y la probabilidad de que un individuo del primer instar se confunda o agrupe con uno del segundo es de 0.010559, es decir 10 individuos por cada 1000 y la probabilidad de que algún individuo del segundo instar se agrupe en el primero es de 0.010634. Para el caso del instar II y III el punto en común fue 0.427 (Figura 4.14), y las probabilidades fueron 0.002279 y 0.002479 respectivamente, es decir 2 de cada mil individuos mal clasificados para los dos instares.

Con respecto a la longitud, el cuadro 4.8. Muestra el punto en común entre el instar I y II, el cual fue de 0.228 (Figura 4.15), y la probabilidad de que un individuo del primer instar se confunda o agrupe con uno del segundo es de 0.029228, es decir 29 individuos de cada 1000 y la probabilidad de que algún individuo del segundo instar se agrupe en el primero es de 0.02883, 28 larvas por cada 1000 mal clasificadas. Para el caso del instar II y III el punto en común fue 0.362 (Figura 4.15) y las probabilidades fueron 0.022908 y 0.022895 respectivamente, es decir 22 de cada mil individuos mal clasificados para los dos instares.

Cuadro 4. 7. Puntos z y probabilidades de traslape para el ancho de la cápsula cefálica de la larva *Anthonomus arrogans*

I N S T A R	Límite inferior	Límite superior	Punto común entre instar i e i-1	Punto común entre instar i e i+1	Probabilidad de ser clasificado en el instar i-1 dado que pertenece al instar i (A)	Probabilidad de ser clasificado en el instar i+1 dado que pertenece al instar i (B)	Probabilidad mínima de mala clasificación (A+B)
1	0.191	0.276	No existe	0.269	No existe	0.010634	0.010634
2	0.276	0.396	0.269	0.427	0.010559	0.002479	0.000075
3	0.396	0.655	0.427	No existe	0.002279	No existe	0.000200

Cuadro 4. 8. Puntos z y probabilidades de traslape para el largo de la cápsula cefálica de la larva *Anthonomus arrogans*

I N S T A R	Límite inferior	Límite superior	Punto común entre instar i e i-1	Punto común entre instar i e i+1	Probabilidad de ser clasificado en el instar i-1 dado que pertenece al instar i (A)	Probabilidad de ser clasificado en el instar i+1 dado que pertenece al instar i (B)	Probabilidad mínima de mala clasificación (A+B)
1	0.114	0.222	No existe	0.228	No existe	0.02883	0.02883
2	0.222	0.357	0.228	0.362	0.029228	0.022895	0.00045
3	0.357	0.545	0.362	No existe	0.022908	No existe	0.000013

Por lo anterior se concluye que existen tres instares bien diferenciados para la especie *A. arrogans*.

4.7 Ciclo biológico

El ciclo comprende un periodo de 25 a 39 días. Inicia con la oviposición de la hembra en frutos de *C. loniceroides* (se observó la preferencia de frutos maduros) aproximadamente pasan alrededor de 5 a 8 días en estado de huevo, posteriormente se convierte en larva. *Anthonomus* pasa por 3 instares en un tiempo aproximado de 10-15 días, datos que coinciden los estudios realizados por Burke y Gates (1975), la larva se alimenta del endospermo y embrión del fruto para posteriormente pasar al estado de pupa, en la cual dura de 5 a 8 días, y para emerger pasan de 5 a 8 días y finalmente es un adulto. A los tres días de que ha emergido inicia su apareamiento para repetirse el ciclo (Figura 4.16).

En este estudio también se llevo a cabo la proporción de cada estadio de *Anthonomus*, en cada una de las colectas realizadas se encontraron huevos y larvas de varios instares, la frecuencia de pupas y adultos fue menor. Cabe mencionar que en las trampas puestas con malla de media, se obtuvieron un numero significativos de frutos abiertos (más del 80% de daño), lo que nos indica que hubo emergencia de adultos, otro porcentaje importante de pupas y adultos se obtuvieron en laboratorio, al dejar frutos atacados algunos días (en promedio 8) en cajas petri.

También se colectaron algunos especímenes vivos de *A. arrogans*, los cuales se tuvieron en cautiverio en un frasco perforado para que pudieran respirar y con alimento (hojas, botones florales y frutos). Se midió su supervivencia en días y se obtuvo que *Anthonomus arrogans* sobrevive en cautiverio al menos 60 días. El periodo evaluado fue del 4 de agosto de 2011 al 19 de diciembre de 2011 (n=15).

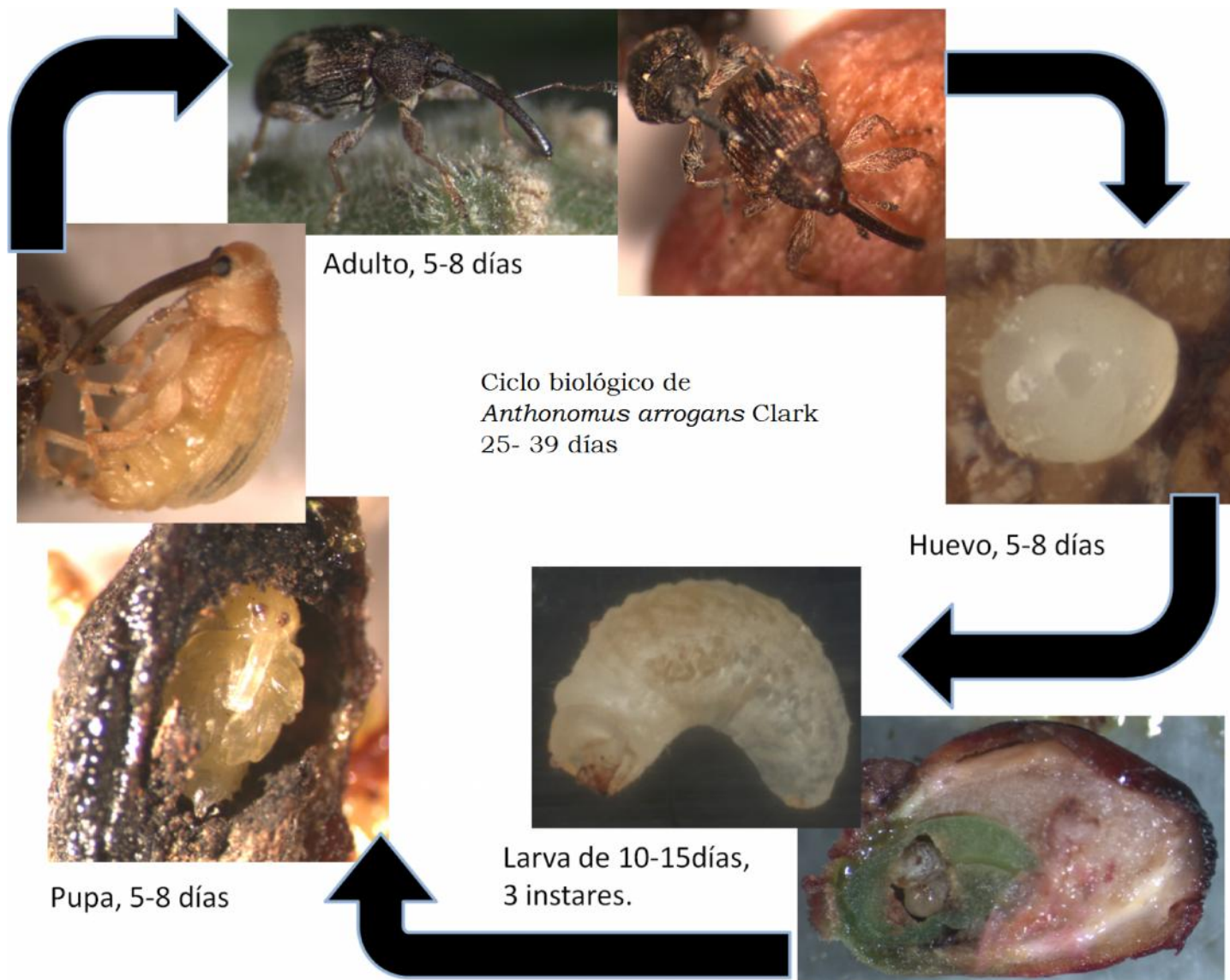


Figura 4.16. Ciclo biológico de *Anthonomus arrogans*

La figura 4.17 muestra la relación que existe entre *Anthonomus arrogans* con *C. loniceroides*, se puede observar que la proporción de estados del picudos es casi nula en los meses en que no hubo fruto y aumenta conforme maduran las bayas. Además, al medir la sobrevivencia del adulto, que es de al menos 60 días, nos indica que en el tiempo en que no hubo fruto el picudo pudo haberse alimentado de botones flores de muérdago, o bien de otras plantas hospederas y así, sobrevivir mientras volvía a llegar el alimento.

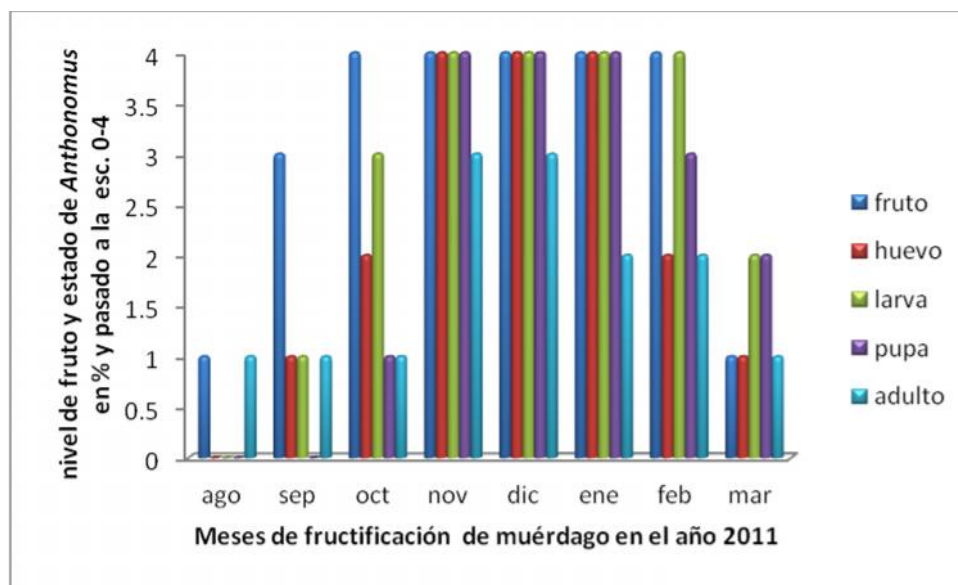


Figura4. 17. Porcentaje de estados de *Anthonomus* en relación con *C. loniceroide* en el deportivo ecológico, Cuemanco D. F.

4.8 Reguladores de crecimiento

4.8.1. Crecimiento de brotes

Antes de iniciar con la aplicación de las diferentes dosis de etefón, se realizó una primera medición (medición previa) a los brotes de *Cladocolea loniceroides* para obtener datos que permitieran hacer inferencias de la efectividad de los tratamientos sobre el crecimiento del muérdago. El promedio total de crecimiento de brotes en las 5 repeticiones al inicio del experimento fue de 45 cm. (Figura 4.18)

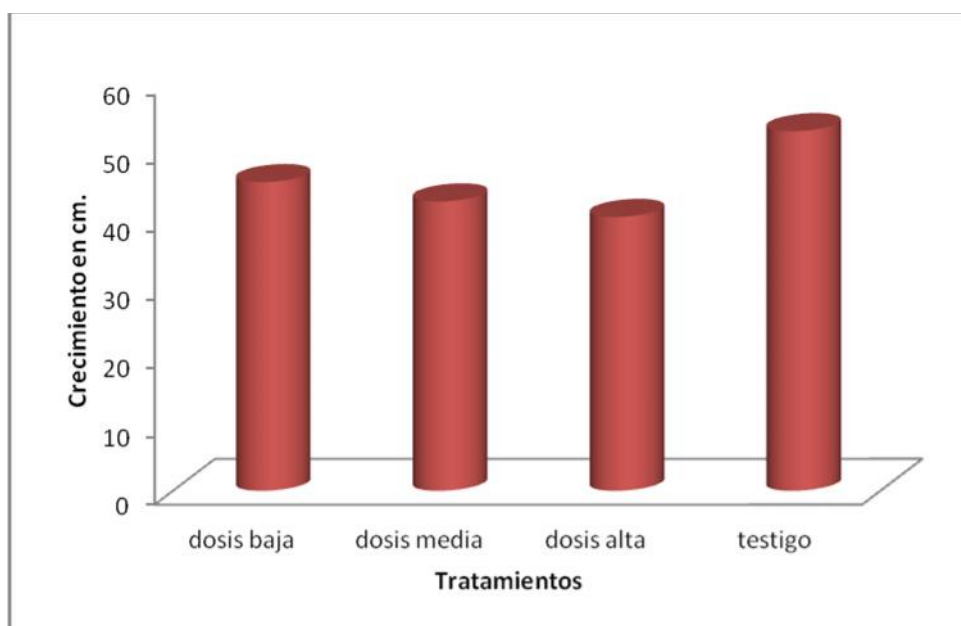


Figura 4. 18. Crecimiento total promedio en cm., de brotes de *C. loniceroides* antes de la aplicación de cualquier dosis; datos tomados el 19 de Septiembre de 2011, deportivo ecológico, Cuemanco D. F.

Después de hacer la medición previa o inicial, y la aplicación de los tratamientos por inyección, se hicieron mediciones periódicas cada tres o cuatro semanas de los brotes de *C. loniceroides*. En total se realizaron 6 mediciones a lo largo del experimento, la figura 4.19 muestra el crecimiento total promedio en cm de brotes de *C. loniceroides*.

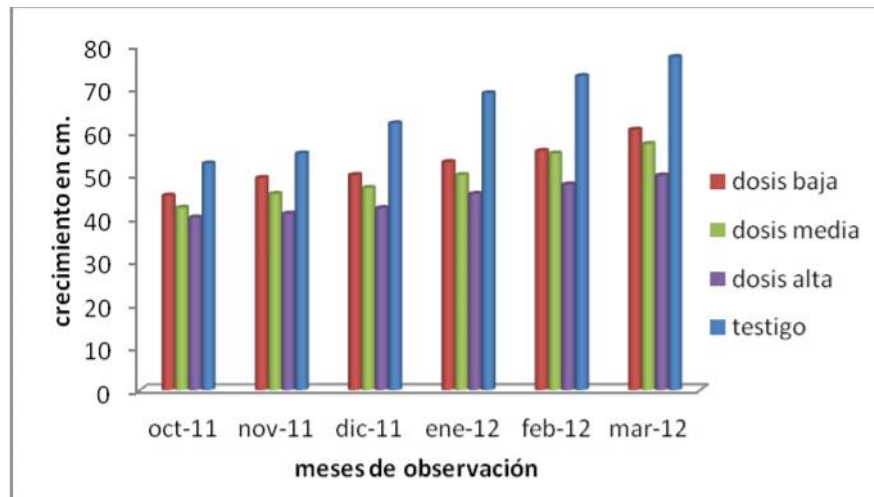


Figura 4. 19. Crecimiento promedio en centímetros de brotes de *Cladocolea loniceroides* por dosis de etefón, para cada una de las 6 mediciones (Octubre-Marzo)

Los resultados estadísticos que se obtuvieron de las 6 observaciones (para cada tratamiento) realizadas durante el periodo evaluado se muestran en el cuadro 4.9.

Cuadro 4. 9. Análisis de varianza para las 6 observaciones realizadas en cada tratamiento

Fuente	G.L.	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fo	Ftab
Trat	3	1354.932	451.644	10.2895	3.1
ERROR	20	877.869	43.893		
TOTAL	23	2232.801			

Dichos resultados arrojan diferencias estadísticas significativas, lo cual nos dice que por lo menos un tratamiento es diferente. Para saber con certeza cuál tratamiento difería de los demás se realizó la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$).

El cuadro 4.10 muestra que el tratamiento 4 (testigo) es diferente a los demás, ya que muestra un mayor crecimiento de brotes de muérdago. El tratamiento 1 (dosis baja) también tuvo un efecto menor en el crecimiento de brotes al causado por la dosis media y alta. El tratamiento 2 y 3 no mostraron diferencias significativas.

Los brotes que en promedio presentaron el menor crecimiento fueron los del tratamiento 3, dosis alta, seguida del tratamiento 2. El tratamiento 1 no mostró eficacia en la disminución de crecimiento vegetativo (Figura 4.20).

Cuadro 4. 10. Diferencia de tratamientos usando $\alpha = 0.05$ con $DMSH = 10.710$

MEDIA	DIFERENCIA	DECISIÓN
Media T4 vs Media T1 =	12.5766 Dif. mayor de 10.710	Est. Diferentes
Media T4 vs Media T2 =	15.313 Dif. mayor de 10.710	Est. Diferentes
Media T4 vs Media T3 =	20.398 Dif. mayor de 10.710	Est. Diferentes
Media T1 vs Media T2 =	2.7366 Dif. menor de 10.710	Est. no diferentes
Media T1 vs Media T3 =	7.821 Dif. menor de 10.710	Est. no diferentes
Media T2 vs Media T3 =	5.085 Dif. menor de 10.710	Est. no diferentes

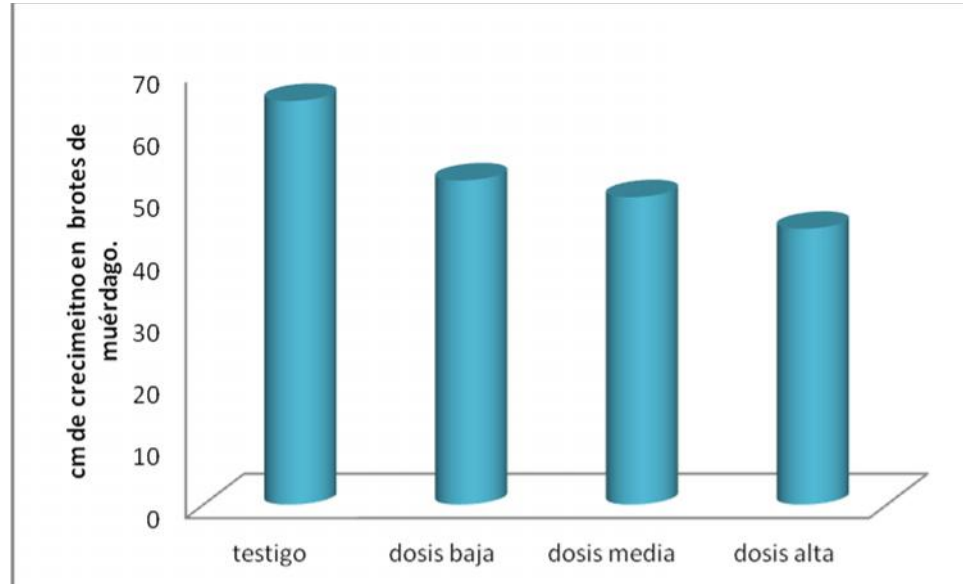


Figura 4. 20. Medias finales en cm de las diferentes dosis de etefón, ordenadas de mayor a menor.

4.8.2. Persistencia de follaje en los brotes de muérdago en respuesta a las diferentes dosis de etefón.

La figura 4.21 muestra la variación en el comportamiento del follaje de los brotes de muérdago evaluados. El etefón en dosis alta provocó la caída de un número considerable de hojas en un periodo de tiempo corto. La dosis media provocó pérdida de follaje variable, es decir, algunas plantas evaluadas perdieron su follaje y otras estaban ilesas. La dosis baja permaneció prácticamente sin daños.

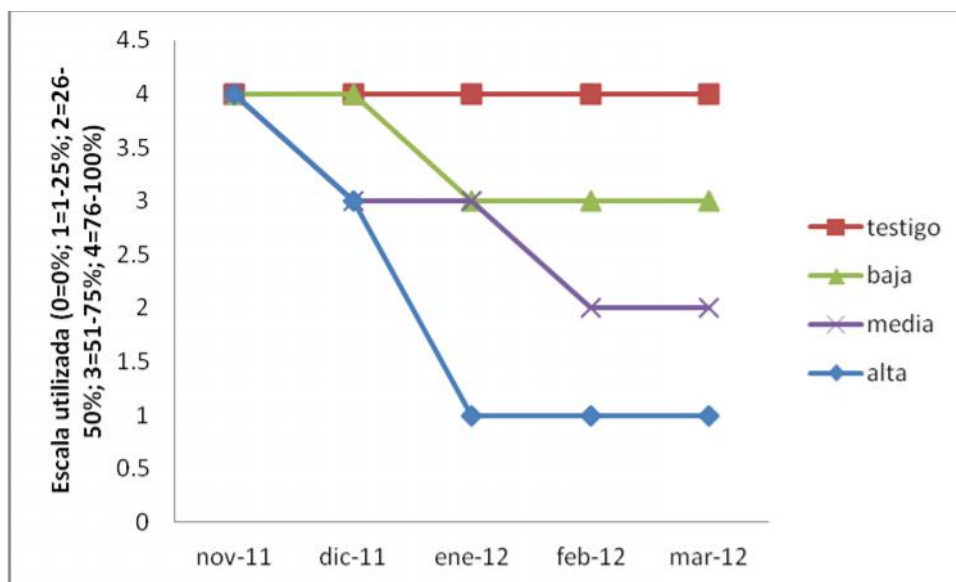


Figura 4. 21. Persistencia de follaje promedio en los brotes de *Cladocolea loniceroides*, expresada en % y cambiada a la escala de 0-4 de Fournier (1974) de las diferentes dosis de etefón.

En este estudio se observó que la dosis alta provocó mayor número de brotes y ramas de muérdago muertos, seguida de la dosis media. La dosis baja no tuvo efecto alguno. Cabe mencionar, que aun con la dosis alta, no hubo efectos secundarios sobre el hospedero (*Salix bonplandiana*).

4. CONCLUSIONES

C. loniceroides se encuentra actualmente distribuida en las Delegaciones: Álvaro Obregón, Benito Juárez, Cuajimalpa, Coyoacán, Cuauhtémoc, Miguel Hidalgo, Tlalpan, y Xochimilco.

El periodo de floración de *C. loniceroides* (Van. Tieghem) Kuijt es de Marzo a Agosto, fructifica en los meses de Agosto a Marzo y tiene un follaje perenne. La etapa de Floración está altamente correlacionada con la precipitación, fenómeno que se explica en un 65%, mientras que la fenofase fructificación se encuentra inversamente correlacionado con la precipitación, fenómeno que se explica en un 45.74%.

“El picudo del muérdago” fue identificado como *Anthonomus arrogans* Clark por el Ph. Robert W. Jones.

A. arrogans se encuentra distribuida en: Xochimilco, Coyoacán y Tlalpan.

A. arrogans pasa por tres instares larvales, el primer instar es menor o igual a 0.276 mm de amplitud y menor o igual a 0.222 de longitud. El segundo instar se encuentra entre el rango (0.276 - 0.396] de amplitud y (0.222 – 0.357] de longitud. El tercer instar es

mayor a 0.396 mm y 0.357 mm, respectivamente. La longitud de las larvas varia de 0.77 mm a 8.4 mm.

El ciclo biológico de *A. arrogans* tiene una duración de 25 a 39 días, 5 a 8 días tarda el huevo en convertirse en larva, la cual tarda de 10-15 días para ser una pupa, 5-8 días dura en dicho estado y posteriormente pasan de 5-8 días para que la pupa sea adulto. *Anthonomus* es holometábolo ya que tiene una metamorfosis completa y es multivoltino, es decir que presenta varias generaciones al año.

Los adultos del “picudo” miden alrededor de 1.78-2.203 mm de longitud del cuerpo, presentan entre 5 y 7 tergos abdominales, el pico es más largo en hembras (0.65) que en machos (0.45). Las antenas están compuestas de 7 artejos y un mazo antenal de cuatro.

La dosis alta de etefón tuvo mayor impacto en el crecimiento de brotes de muérdago, causando una disminución en el crecimiento de brotes, ramas secas, maduración de frutos y plantas de muérdago secas.

4. LITERATURA

- Agrios, G. 2005. Plant pathology. Elsevier y Academic Press, Burlington, 922 pp.
- Alvarado R., D., L. de L. Saavedra R. 2005. El género *Cladocolea* (Loranthaceae) en México: Muérdago verdadero o injerto. Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente: 11 (1): 5-9.
- Alvarado R., D., L. L. Saavedra R. y Cibrián T., D. 2007. Muérdago. Género *Cladocolea* Van Tieghem (Loranthaceae). En: Cibrián T., D, D. Alvarado R. y S. E. García D. (Eds.). *Enfermedades forestales en México*. UACH; CONAFORT-SEMARNAT. Chapingo, México. Pp. 430-435.
- Alvarado R., D., L. de L. Saavedra R., E. Cárdenas S. 2009. Anatomía de la interacción *Cladocolea loniceroides* (Van Tieghem) Kuijt – *Salix bonplandiana* Kunth, Rev. Ciencia Forestal en México 34(106): 1-13.
- Bayer. 2005. Hoja de datos de seguridad “ETHREL 240”.
- Burke, H. R. y Danny B. Gates. 1974. Bionomics of several North American species of *Anthonomus* (Coleoptera: Curculionidae). The Southwestern Naturalist 16 (3): 313-327.
- Calderón de Rzedowski, G. 2001. Loranthaceae in Flora fanerogámica del Valle de México. ed. Calderón de Rzedowski y Rzedowski. CONABIO- Instituto de Ecología, A. C., México. 98-102.

- Castellanos, P. M. y M. Olguín M. 2000. Determinación de instares larvales por medio de técnicas estadísticas. Tesis profesional. Chapingo, Texcoco, Estado de México. 69 p.
- Cházaro B., M. J., H. Olivia R., F. Ramón F. y J. A. Vázquez G. 2005. *Cladocolea oligantha* (Loranthaceae) un nuevo registro para Veracruz, México, y datos generales sobre este Taxón. *Polibotanica* 20: 1-15.
- Cibrián T., D., V. D. Cibrián Ll., U. M. Barrera R., A. F. Burke R., D. G. Ruiz F. 2010a. Insectos asociados a plantas de muérdago en el Distrito Federal y área metropolitana 100 p.
- Cibrián T., D., V. D. Cibrián Ll., D. G. Ruiz F., A. F. Burke R., U. M. Barrera R., H. C. Álvarez S. y J. M. Cadena B. 2010b. Manejo del arbolado urbano infestado por muérdago y otros agentes que afectan su salud en el Distrito Federal. Proyecto CPSG / 067A / 2009 Universidad Autónoma Chapingo. 119 p.
- Cid V., R. M., R. A. Bye. 1998. Site conditions of an urban wooded area of México City that hosts *Cladocolea loniceroides* Van Tieghem (Loranthaceae). *Selbyana* 19(2): A 272.
- Cid V., R. M. y M. Ponce S. 2001. Germinación de *Cladocolea loniceroides* (Van Tieghem) Loranthaceae. In: Memorias del XXV Congreso Nacional de Histología. Octubre 24-26. Taxco, Gro. México. pp. 23-24.
- Clark, W. E. 1991. *The Anthonomus curvirostris* species group (Coleoptera: Curculionidae). *American Entomological Society*, 117 (1/2): 39-66.

- Coder K., D. 2006. Muérdago Americano. Besando bajo un parásito. *Arborea* 8 (18-19): 6-15.
- Comisión Nacional Forestal. 2007. Manual de Sanidad Forestal. 51 p.
- De Bach, P. (1964), *Biological control of insect pests and weeds*. New York: Reihold.
- De la Paz Pérez. O., C., J. Ceja R. y G. Vela R. 2006. Árboles y muérdago: Una relación que mata. *Contactos* 59:28-34.
- EPPO quarantine pest. 1989. *Anthonomus signatu*. Prepared by CABI and EPPO for the EU. Under contract 90/399003.
- Fournier, L. A. 1974. Un método cuantitativo para la medición de características fenológicas en árboles. *Turrialba* 24: 422-423.6
- García N., R. M., D. Rivas T., T. Martínez T. y D. Marchal V. 2009. El muérdago en la Ciudad de México. II Foro Nacional de Arboricultura. ArbolAMA. Asociación Mexicana de Arboricultura A. C. 1(2): 1-32.
- Geils, B. W., J. Cibrián T., y B. Moody. 2002., tech. cords. Mistletoes of North American Conifers. Gen. Tech. Rep. RMRS-GTR-98. Ogden, UT: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station. 123 p.
- Ginebra, J. (1999): “Prácticas de estadística con Minitab”. ETSEIB (UPC). ISBN 84-8416-092-0

- Hawksworth, F. G. y D. Wiens. 1996. Dwarf mistletoes: biology, pathology, and systematic. U.S. Dep. Agric. Handb. 709.
- Hawksworth, F. G., D. Wiens y B. W. Geils. 2002. *Arceuthobium* in North America, En: Geils, B. W., J. Cibrián T. y B. Moody (eds.). *Mistletoes of North American conifers*. USDA Forest Service Gen. Tech. Repo. RMRS-GTR-98. 29-56 pp.
- INIFAP, COLPOS, UAM-I, SMA y CEMFAV. 2010. Estudio base para el manejo de arbolado urbano infestado por muérdago. 5 p.
- Kuijt, J. 1975. The genus *Cladocolea* (Loranthaceae). *Journal Arnold Arboretum* 56 (3): 265-335.
- Jankiewicz, L. S. 2003. Etileno. En: REGULADORES DEL CRECIMIENTO, DE-SARROLLO Y RESISTENCIA EN LAS PLANTAS. Vol. 1. Universidad Autónoma Chapingo. México, 2003. p. 257-292.
- López R., G. F. 2005. Ecofisiología de árboles. Universidad Autónoma Chapingo. Pag. 90-95
- Manion, P. 1991. *Tree diseases concepts*. Prentice-Hall, Neva Jersey, 402 pp.
- Mas, G. A., A. C. Ravelo y M. Grilli. 2000. Estudio de la dinámica poblacional del picudo del algodonoero (*Anthonomus grandis* Boheman) mediante un sistema de información geográfica. CONICET, Argentina. 1-7 p

- Molina, G., J. 2004. Tradición y modernidad en Xochimilco. Seminario de Investigación. UAM-1I. 108 p.
- Rodríguez, L. E., P. A. Stansly, D. J. Schuster, and E. B. Mosqueda. 2007. Diversity and distribution of parasitoids of *Anthonomus eugenii* (Coleoptera: Curculionidae) from México and prospects for Biological control. Florida entomologist 90(4): 693-702 p.
- Said, I. G., G. P. Zárate de Lara. 1990. Métodos estadísticos: un enfoque interdisciplinario. 2da. Ed. México. Trillas. 643 p.
- Sallé, G., H. Frochot y C. Andary. 1993. El muérdago. Mundo Científico 43(11): 108 -117.
- Servín, V. R., R. Aguilar, J. L. Martínez C., E. Troyo, y A. Ortega. 2002. Monitoring of resistance to three insecticides on pepper weevil (*Anthonomus eugenii*) in populations from Baja California Sur, México. Interciencia 27 (12): 691-694 p. Caracas, Venezuela.
- Servín, V. R., J. L. García H., A. Tejas R., J. L. Martínez C., y M. A. Toapanta. 2008. Susceptibility of pepper weevil (*Anthonomus eugenii* Cano) (Coleoptera: Curculionidae) to seven insecticides in rural areas of Baja California Sur, México. Acta Zoológica Mexicana (nueva serie) 24 (03): 45-54 p.
- Terrazas, C. A., O. Nahin P. y B. E. Rendón S. 2007. Plan delegacional de desarrollo sustentable. Delegación Xochimilco. SAGARPA. 80 p.

- Triplehorn, C. A. y N. F. Johnson. 2005. Borror and Delong's introduction to the study of insects. 7th. Edition. Thomson Brooks, Cole. Estados Unidos. 864 pp.
- Vila, A., M. Sedano y A. A. Juan. 2000. Introducción a Minitab®. Proyecto e-Math. Secretaria de Estado de Educación y Universidades (MECD). UOC. 17 p.
- Wilcox, C. D., S. B. Dove, W. D. McDavid, and D. B. Greer. 2002. Image tool for Windows Ver. 3.0. The university of Texas, Health Science Center, Department of Dental Diagnostic Science, San Antonio, Texas, USA.
- Young, D. y M. W. Olsen. 2003. True Mistletoes. Arizona. Publication AZ 1308.

7. APENDICE

ANEXO 1

Tabla que muestra el valor promedio por mes para cada fenofase estudiada.

ESTADOS FENOLOGICOS DE <i>Cladocolea loniceroides</i>									
	FOLLAJE			FLORACIÓN			FRUCTIFICACIÓN		
MES	Br	Pd	Cc	Bo1	Bo2	Fl	Fi1	Fi2	Fm
dic-10	2	4	1	0	0	0	1	2	4
ene-11	2	4	1	0	0	0	1	1	4
feb-11	2	4	1	1	0	0	1	1	4
mar-11	2	4	1	2	0	0	0	0	1
abr-11	2	4	1	2	1	1	0	0	0
may-11	3	4	1	4	2	2	0	0	0
jun-11	3	4	1	4	3	3	0	0	0
jul-11	3	4	1	4	4	4	0	0	0
ago-11	3	4	1	4	4	4	1	1	1
sep-11	3	4	1	0	0	2	4	3	3
oct-11	3	4	1	0	0	0	4	3	4
nov-11	2	4	1	0	0	0	4	4	4
dic-11	2	4	1	0	0	0	4	4	4

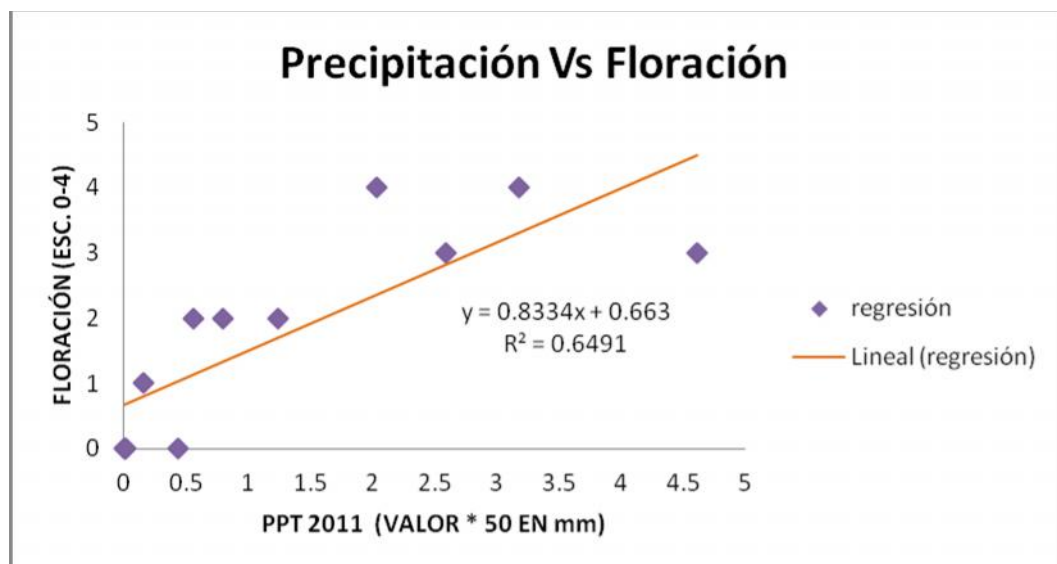
ANEXO 2

Análisis de varianza para la fenofase floración

Analysis of Variance

Fuente	Sum of DF	Mean Squares	Square	F-Valor	Pr > F
Modelo	1	17.03858	17.03858	18.50	0.0016
Error	10	9.21142	0.92114		
Total correg	11	26.25000			

Root MSE	0.95976	R-cuadrado	0.6491
Media dependiente	1.75000	Adj R-Sq	0.6140
Coeff Var	54.84351		



Gráfica de línea ajustada.

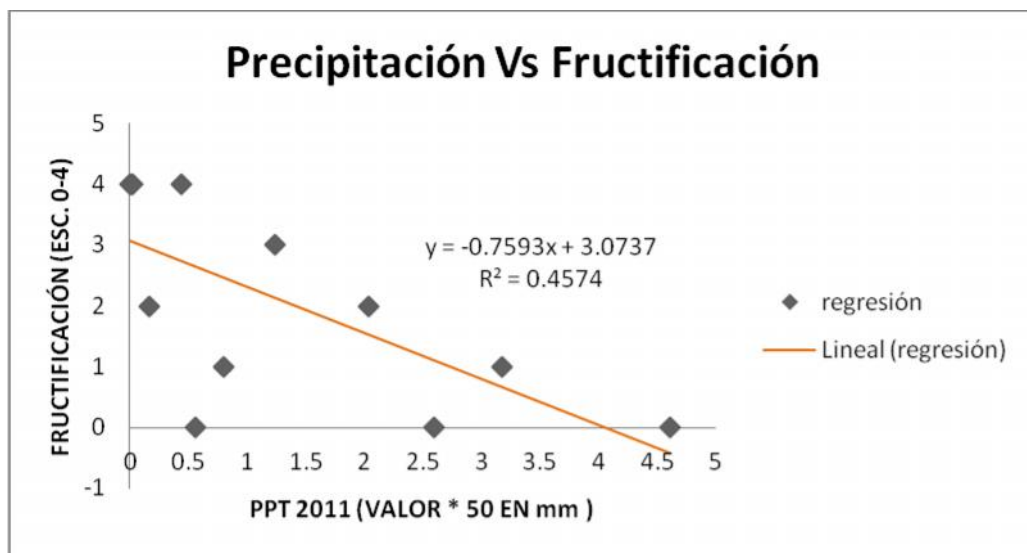
ANEXO 3

Análisis de varianza para la fenofase fruto

Analysis of Variance

Fuente	Sum of DF	Mean Squares	Square	F-Valor	Pr > F
Modelo	1	14.14210	14.14210	8.43	0.0157
Error	10	16.77457	1.67746		
Total corregido	11	30.91667			

Root MSE	1.29517	R-cuadrado	0.4574
Media dependiente	2.08333	Adj R-Sq	0.4032
Coeff Var	62.16800		



Gráfica de línea ajustada para la variable fruto.

ANEXO 4

Método de discriminantes de la variable amplitud.

Número de observaciones y porcentaje clasificado en x				
De x	1	2	3	Total
1	11 100.00	0 0.00	0 0.00	11 100.00
2	0 0.00	24 100.00	0 0.00	24 100.00
3	0 0.00	0 0.00	63 100.00	63 100.00
Total	11 11.22	24 24.49	63 64.29	98 100.00
Anteriores	0.33333	0.33333	0.33333	

Estimaciones de cuenta de error para x				
	1	2	3	Total
Tasa	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
Anteriores	0.3333	0.3333	0.3333	

ANEXO 5

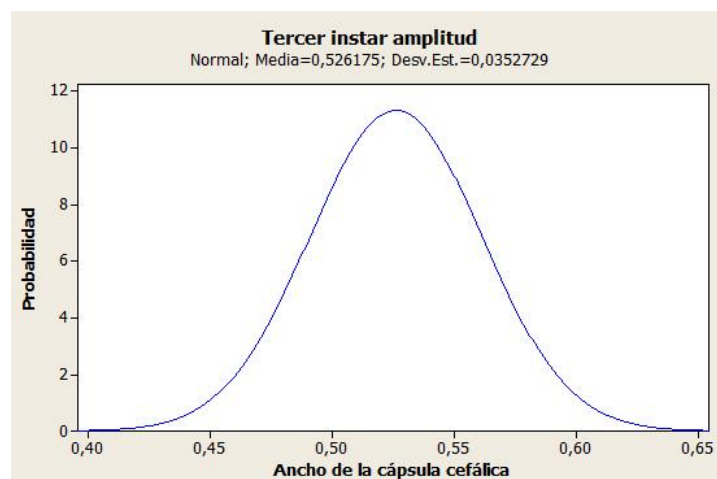
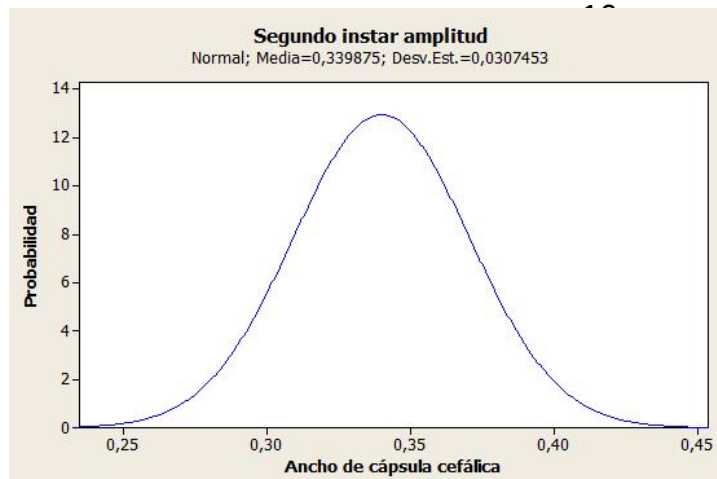
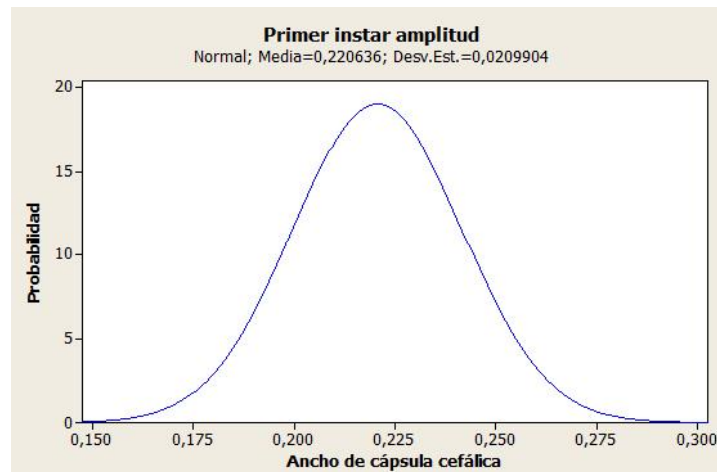
Método de discriminantes de la variable longitud.

Número de observaciones y porcentaje clasificado en x				
De x	1	2	3	Total
1	15 100.00	0 0.00	0 0.00	15 100.00
2	0 0.00	27 100.00	0 0.00	27 100.00
3	0 0.00	0 0.00	56 100.00	56 100.00
Total	15 15.31	27 27.55	56 57.14	98 100.00
Anteriores	0.33333	0.33333	0.33333	

Estimaciones de cuenta de error para x				
	1	2	3	Total
Tasa	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
Anteriores	0.3333	0.3333	0.3333	

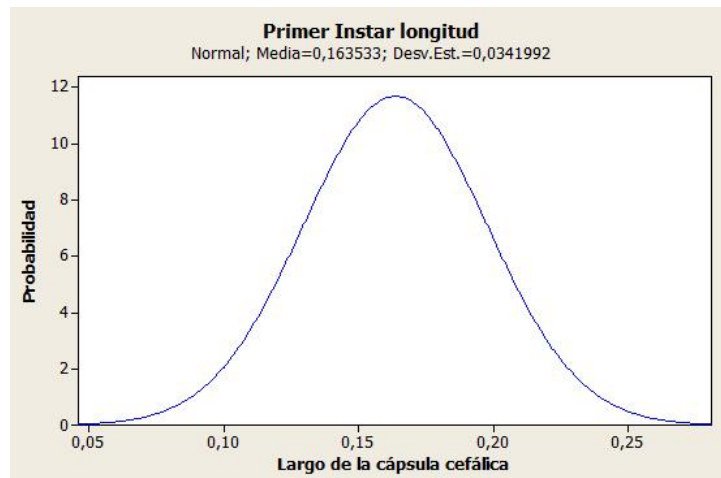
ANEXO 6

Curvas de distribución normal de cada uno de los instares de la variable amplitud.

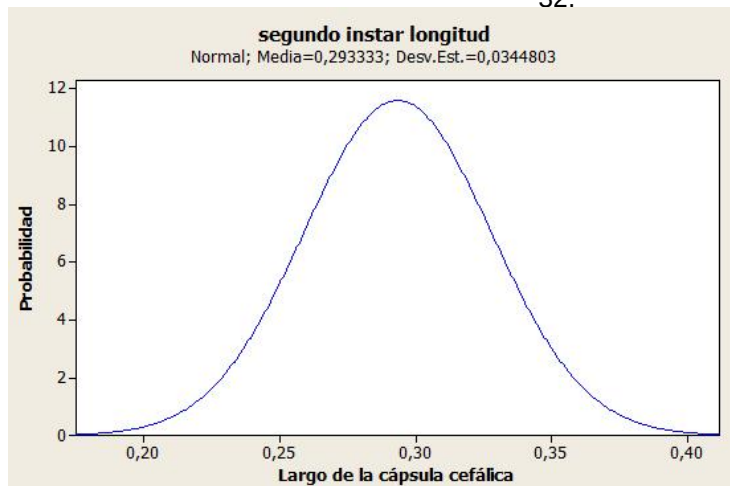


ANEXO 7

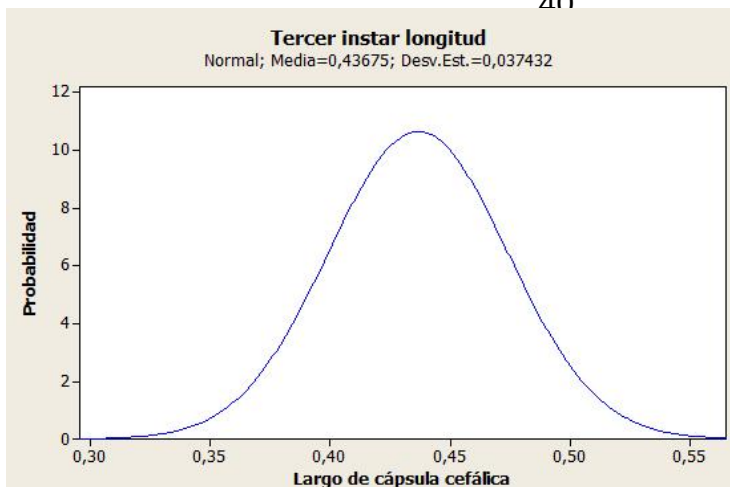
Curvas de distribución normal de cada uno de los instares de la variable longitud.



32.



40



ANEXO 8

Prueba de Traslape para la variedad amplitud.

Prueba de traslape para la variable amplitud							
z	pgrupo1	pgrupo2	dif	z	pgrupo2	pgrupo3	dif
0.298	0.000113	0.086948	0.086835	0.453	0.000115	0.019106	0.018990
0.249	0.088024	0.001569	0.086454	0.404	0.018377	0.000268	0.018109
0.297	0.000136	0.081912	0.081776	0.452	0.000131	0.017823	0.017692
0.250	0.080657	0.001743	0.078914	0.405	0.016960	0.000298	0.016662
0.296	0.000164	0.077100	0.076936	0.451	0.000149	0.016615	0.016466
0.295	0.000197	0.072505	0.072308	0.450	0.000169	0.015478	0.015309
0.251	0.073765	0.001934	0.071831	0.406	0.015638	0.000331	0.015307
0.294	0.000235	0.068123	0.067888	0.449	0.000191	0.014408	0.014217
0.252	0.067333	0.002144	0.065190	0.407	0.014405	0.000367	0.014038
0.293	0.000281	0.063949	0.063668	0.448	0.000216	0.013402	0.013187
0.292	0.000335	0.059976	0.059641	0.408	0.013257	0.000406	0.012850
0.253	0.061344	0.002374	0.058970	0.447	0.000244	0.012458	0.012214
0.291	0.000398	0.056199	0.055801	0.409	0.012188	0.000450	0.011738
0.254	0.055778	0.002626	0.053152	0.446	0.000275	0.011572	0.011297
0.290	0.000473	0.052612	0.052139	0.410	0.011195	0.000498	0.010698
0.289	0.000560	0.049209	0.048650	0.445	0.000311	0.010741	0.010430
0.255	0.050620	0.002902	0.047717	0.411	0.010274	0.000550	0.009723
0.288	0.000661	0.045985	0.045323	0.444	0.000350	0.009962	0.009613
0.256	0.045848	0.003204	0.042644	0.443	0.000394	0.009234	0.008840
0.287	0.000780	0.042932	0.042152	0.412	0.009419	0.000608	0.008811
0.286	0.000917	0.040045	0.039128	0.442	0.000443	0.008552	0.008109
0.257	0.041445	0.003535	0.037910	0.413	0.008627	0.000671	0.007955
0.285	0.001077	0.037318	0.036241	0.441	0.000497	0.007915	0.007418
0.258	0.037391	0.003895	0.033496	0.414	0.007894	0.000741	0.007153
0.284	0.001262	0.034745	0.033483	0.440	0.000558	0.007320	0.006762
0.283	0.001475	0.032319	0.030844	0.415	0.007216	0.000816	0.006400
0.259	0.033667	0.004288	0.029379	0.439	0.000625	0.006765	0.006139
0.282	0.001721	0.030035	0.028313	0.416	0.006590	0.000899	0.005691
0.281	0.002004	0.027886	0.025882	0.438	0.000700	0.006247	0.005547
0.260	0.030253	0.004716	0.025537	0.417	0.006013	0.000990	0.005023
0.280	0.002328	0.025867	0.023539	0.437	0.000783	0.005765	0.004981
0.261	0.027132	0.005182	0.021950	0.436	0.000876	0.005316	0.004440
0.279	0.002699	0.023971	0.021272	0.418	0.005481	0.001089	0.004392
0.278	0.003122	0.022194	0.019071	0.435	0.000978	0.004898	0.003921
0.262	0.024284	0.005688	0.018595	0.419	0.004991	0.001196	0.003795
0.277	0.003605	0.020529	0.016924	0.434	0.001090	0.004510	0.003420
0.263	0.021691	0.006238	0.015453	0.420	0.004541	0.001314	0.003227
0.276	0.004153	0.018971	0.014818	0.433	0.001215	0.004150	0.002935
0.275	0.004775	0.017515	0.012740	0.421	0.004127	0.001442	0.002685
0.264	0.019336	0.006835	0.012502	0.432	0.001353	0.003815	0.002463
0.274	0.005478	0.016156	0.010677	0.422	0.003747	0.001581	0.002166
0.265	0.017202	0.007481	0.009722	0.431	0.001504	0.003505	0.002001
0.273	0.006273	0.014888	0.008615	0.423	0.003399	0.001732	0.001667
0.266	0.015273	0.008180	0.007093	0.430	0.001672	0.003218	0.001546
0.272	0.007167	0.013706	0.006539	0.424	0.003080	0.001897	0.001183
0.267	0.013533	0.008936	0.004596	0.429	0.001855	0.002952	0.001097
0.271	0.008172	0.012606	0.004434	0.425	0.002789	0.002075	0.000713
0.270	0.009299	0.011584	0.002285	0.428	0.002057	0.002706	0.000649
0.268	0.011966	0.009753	0.002213	0.426	0.002522	0.002269	0.000253
0.269	0.010559	0.010634	0.000075	0.427	0.002279	0.002479	0.000206

ANEXO 9

Prueba de Traslape para la variedad longitud.

Prueba de traslape para la variable longitud							
z	pgrupo1	pgrupo2	dif	z	pgrupo2	pgrupo3	dif
0.253	0.00434	0.12070	0.11636	0.338	0.096900	0.004157	0.092743
0.204	0.11748	0.00472	0.11276	0.387	0.003226	0.091944	0.088718
0.252	0.00473	0.11496	0.11023	0.339	0.092008	0.004497	0.087512
0.205	0.11180	0.00513	0.10667	0.386	0.003522	0.087611	0.084089
0.251	0.00514	0.10941	0.10427	0.340	0.087302	0.004861	0.082441
0.206	0.10632	0.00558	0.10074	0.385	0.003841	0.083432	0.079590
0.250	0.00560	0.10407	0.09847	0.341	0.082778	0.005251	0.077526
0.207	0.10104	0.00606	0.09498	0.384	0.004187	0.079404	0.075217
0.249	0.00608	0.09891	0.09283	0.342	0.078432	0.005669	0.072763
0.208	0.09595	0.00658	0.08937	0.383	0.004560	0.075526	0.070966
0.248	0.00661	0.09394	0.08734	0.343	0.074262	0.006117	0.068145
0.209	0.09105	0.00713	0.08392	0.382	0.004962	0.071793	0.066831
0.247	0.00717	0.08916	0.08199	0.344	0.070263	0.006595	0.063668
0.210	0.08634	0.00773	0.07861	0.381	0.005395	0.068204	0.062808
0.246	0.00777	0.08457	0.07679	0.345	0.066432	0.007106	0.059326
0.211	0.08182	0.00837	0.07345	0.380	0.005862	0.064754	0.058892
0.245	0.00842	0.08015	0.07173	0.346	0.062764	0.007651	0.055113
0.212	0.07747	0.00905	0.06842	0.379	0.006364	0.061442	0.055078
0.244	0.00912	0.07591	0.06679	0.378	0.006904	0.058264	0.051359
0.213	0.07330	0.00979	0.06351	0.347	0.059256	0.008234	0.051023
0.243	0.00987	0.07184	0.06198	0.377	0.007484	0.055216	0.047731
0.214	0.06931	0.01058	0.05873	0.348	0.055904	0.008854	0.047050
0.242	0.01067	0.06794	0.05728	0.376	0.008107	0.052295	0.044188
0.215	0.06549	0.01142	0.05407	0.349	0.052704	0.009516	0.043188
0.241	0.01152	0.06421	0.05269	0.375	0.008774	0.049499	0.040724
0.216	0.06183	0.01232	0.04951	0.350	0.049650	0.010220	0.039430
0.240	0.01244	0.06064	0.04821	0.374	0.009490	0.046823	0.037333
0.217	0.05833	0.01328	0.04506	0.351	0.046739	0.010969	0.035771
0.239	0.01341	0.05723	0.04381	0.373	0.010256	0.044265	0.034009
0.218	0.05499	0.01430	0.04069	0.352	0.043967	0.011755	0.032202
0.238	0.01445	0.05397	0.03951	0.372	0.011075	0.041820	0.030745
0.219	0.05181	0.01539	0.03642	0.353	0.041329	0.012612	0.028718
0.237	0.01556	0.05085	0.03529	0.371	0.011950	0.039486	0.027535
0.220	0.04877	0.01655	0.03222	0.354	0.038821	0.013510	0.025311
0.236	0.01675	0.04789	0.03114	0.370	0.012885	0.037259	0.024373
0.221	0.04588	0.01779	0.02809	0.355	0.036438	0.014463	0.021975
0.235	0.01801	0.04506	0.02705	0.369	0.013883	0.035135	0.021253
0.222	0.04312	0.01910	0.02402	0.356	0.034176	0.015473	0.018703
0.234	0.01935	0.04237	0.02302	0.368	0.014946	0.033112	0.018166
0.223	0.04050	0.02050	0.02001	0.357	0.032031	0.016544	0.015487
0.233	0.02077	0.03981	0.01904	0.367	0.016079	0.031186	0.015107
0.224	0.03802	0.02198	0.01604	0.358	0.029999	0.017677	0.012322
0.232	0.02228	0.03738	0.01510	0.366	0.017284	0.029354	0.012069
0.225	0.03565	0.02355	0.01211	0.359	0.028074	0.018876	0.009198
0.231	0.02388	0.03507	0.01119	0.365	0.018566	0.027612	0.009045
0.226	0.03341	0.02521	0.00820	0.360	0.026254	0.020143	0.006110
0.230	0.02558	0.03288	0.00730	0.364	0.019928	0.025957	0.006028
0.227	0.03129	0.02697	0.00432	0.361	0.024533	0.021482	0.003051
0.229	0.02738	0.03080	0.00342	0.363	0.021374	0.024385	0.003011
0.228	0.02928	0.02883	0.00045	0.362	0.022908	0.022895	0.000013