

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRÓNOMA



Efecto de los exudados radiculares de la higuera (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae) en la sobrevivencia de larvas de *Gymnetis* sp. (Coleoptera, Scarabaeidae)

Tesis para optar el título de
INGENIERO AGRÓNOMO

ANDIE ALEXANDER GONZALES DÍAZ

TRUJILLO - PERÚ

2013

La presente tesis ha sido revisada y aprobada por el siguiente jurado:

Dr. Martín Delgado Junchaya
PRESIDENTE

Dr. Milton Huanes Mariños
SECRETARIO

M.S.c José Luis Holguín del Río
VOCAL

Dr. Juan Carlos Cabrera La Rosa
ASESOR

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a Dios, por ser el creador de todo y porque gracias a sus bendiciones me han permitido calmarme en los momentos más duros de mi vida.

A mí mismo por darme fuerza para seguir adelante, pues cada día que me levantaba era un reto continuar con esta investigación.

A mi madre y a mi padre por ser mis guías durante toda mi vida. Así mismo agradezco todo su apoyo durante estos 5 años de universidad. Un fuerte abrazo para ambos y que Dios los bendiga. Los quiero mucho.

A mi hermana Karen por darme sus consejos y por enseñarme algunos pasos de marinera que hasta ahora no me salen bien, te prometo que en el futuro aprenderé a bailar tan bien como lo haces tú.

Andie Alexander Gonzales Diaz

AGRADECIMIENTOS

Al Doctor Juan Cabrera quien más que un docente, asesor es un gran amigo por enseñarme que esta vida es de mucha perseverancia, por confiar en mí y por enseñarme a nunca rendirme en esta vida.

A mis amigos Cesar Barba, Arbildo Chavarry, Armando Rebaza y Zisi Montero, Alejandro Miñano, Lucelia Pereira, Maribel Dominguez, por acompañarme durante la tesis y darme su apoyo y consejos, por hacerme reír después de tanto trabajo. A Katya Castillo por hacerme reír por todos sus chismes durante todo el año,

A todos el grupo de entomología por compartir momentos gratos durante todo el periodo.

A la Universidad Privada Antenor Orrego por brindarme sus instalaciones para desarrollar este proyecto.

Andie Alexander Gonzales Diaz

ÍNDICE

	Página
Carátula.....	i
Aprobación por el jurado de tesis.....	ii
Dedicatoria.....	iii
Agradecimiento.....	iv
Índice.....	v
Índice de figuras.....	ix
Índice de cuadros.....	xiii
Índice de anexos.....	xiv
Resumen.....	xviii
Abstract.....	xix
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISION BIBLIOGRAFICA.....	3
2.1. Mecanismos de defensa de las plantas.....	3
2.1.1. Metabolitos secundarios.....	3
2.1.2. Alelopatía.....	4
2.1.3. Raíz y exudados radiculares.....	4
2.1.4. Interacciones planta-insecto a nivel radicular.....	5
2.1.5. Mecanismos de acción de los metabolitos secundarios..	7
2.1.6. Factores que promueven la exudación.....	7
2.2. <i>Ricinus communis</i> L.....	8
2.2.1. Clasificación científica.....	8

2.2.2. Nombre vulgar:	9
2.2.3. Origen.....	9
2.2.4. Morfología.....	9
2.2.5. Usos de la higuera.....	10
2.2.6. Toxina.....	11
2.2.7. Propiedades.....	11
2.2.8. Moléculas presentes en distinta partes de la higuera con actividad biológica sobre insectos.....	11
2.3. <i>Gymnetis pantherina</i>	13
2.3.1. Clasificación del Genero <i>Gymnetis</i>	13
2.3.2. Características generales de la familia Scarabaeidae.....	13
2.3.2.1. Adultos.....	13
2.3.2.2. Larva.....	14
2.3.3. Daños económicos producidos por los escarabajos....	14
2.3.3.1. Daños causados por adultos.....	14
2.3.3.2. Daños causados por larvas.....	15
2.3.4. Características de <i>Gymnetis pantherina</i>	16
2.3.5. Hábitos.....	17
2.3.6. Ciclo de vida.....	17
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	18
3.1. Lugar de Ejecución.....	18
3.2. Materiales.....	19
3.2.1. Equipos e instrumentos.....	19
3.2.2. Material vegetal:.....	21
3.2.2.1. Semillas de cinco ecotipos de Higuera (<i>Ricinus communis</i>).....	21
3.2.2.2. Planta de Higuera (<i>Euphorbiaceae</i>).....	22
3.2.3. Material animal.....	23

3.2.4. Unidades de crianza y trampas cilíndrica.....	23
3.2.5. Alimentos:.....	24
3.3. Metodología.....	25
3.3.1. Ciclo de desarrollo de <i>Gymnetis pantherina</i>	25
3.3.1.2. Instalación del experimento.....	25
3.3.1.3. Observación del estado de huevo.....	26
3.3.1.4. Observación del estado de larva.....	26
3.3.1.5. Observaciones del estado de Pupa.....	27
3.3.2. Ensayo: Efecto de los exudados radiculares de la higuera (<i>Ricinus communis</i>) (Euphorbiaceae) en la sobrevivencia de larvas de <i>Gymnetis pantherina</i> . (Coleoptera, Scarabaeidae).....	28
3.3.2.1. Diagrama de interacción de larva con las raíces.....	30
3.3.2.2. Instalación del experimento:.....	31
3.3.2.3. Llenado con el sustrato de la trampa cilíndrica.....	32
3.3.2.4. Instalación de la “trampa cilíndrica”.....	33
3.3.2.5. Colocación de la larva en la trampa.....	34
3.3.2.6. Experimento en curso.....	35
3.3.2.7. Extracción de la trampa.....	36
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	38
4.1. Ciclo de desarrollo de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister).....	38
4.2. Mortalidad de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister).....	39
4.3. Medidas morfológicas.....	41
4.4. Descripciones Morfológicas.....	44

4.4.1. Posturas.....	44
4.4.2. Larvas.....	45
4.4.2.1. Espiráculos.....	47
4.4.2.2. Cápsula cefálica.....	47
4.4.2.3. Comportamiento larvas.....	48
4.4.3. Pupa.....	49
4.4.3.1. Cocón.....	49
4.4.4. Adulto.....	50
4.4.4.1. Comportamiento de adultos.....	51
4.4.4.2. Cópula.....	52
4.5. Parámetros biológicos de la higuera.....	54
4.6. Efectos de los exudados radiculares.....	59
4.6.1. Porcentaje de mortalidad corregido.....	60
V. CONCLUSIONES.....	64
VI. RECOMENDACIONES.....	65
VII. BIBLIOGRAFÍA.....	66
VIII. ANEXOS.....	74

Índice de Figuras

Figura 1. Guerra química rizosférica: Adaptado de Bais y col. (2006).....	06
Figura 2. Insectario de la Universidad Privada Antenor Orrego. Ubicación del campus UPAO II, Trujillo la libertad (Fuente: google Earth, 2013).....	18
Figura 3. Izquierda: Balanza de triple brazo (0.1g/500g). Derecha: Balanza analítica (0.001g). Original del autor.....	20
Figura 4. Izquierda: Estereoscopio de 600x. Derecha. Micrómetro. Original del autor.....	20
Figura 5. Izquierda Cautín eléctrico. Derecha: Estufa Eléctrica Original del autor.....	20
Figura 6. Ecotipo de higuera n° 1. Original del autor.....	21
Figura 7. Ecotipo de higuera n° 2. Original del autor.....	21
Figura 8. Ecotipo de higuera n° 3. Original del autor.....	21
Figura 9. Ecotipo de higuera n° 4. Original del autor.....	21
Figura 10. Ecotipo de higuera n° 5. Original del autor.....	22
Figura 11. Izquierda. Plantas de <i>Ricinus communis</i> en bolsas de polietileno de 9 kg. Derecha: Planta creciendo espontáneamente en campus II, UPAO. Original del autor.....	22
Figura 12. Izquierda: Adultos de <i>Gymnetis pantherina</i> alimentándose de exudados de la planta Girasol. Derecha: Larvas de <i>Gymnetis pantherina</i> . Original del autor.....	23
Figura 13. Envases de 120 ml, usadas en unidades de crianza del ciclo de desarrollo. Original del autor.....	23
Figura 14. Jaulas de vidrio 18 x 22 x 28.5 cm. Unidad de crianza en crianza masiva. Original del autor.....	23

- Figura 15. Trampa cilíndrica. Izquierda: Envases de rollos de cámara. Derecha: trampas cilíndricas hechas de los envases. Original del autor.....24
- Figura 16. Izquierda: Plátanos maduros. Derecha: Maíz cortado en trozos. Original del autor.....24
- Figura 17. Instalación de las unidades de crianza. A. Envases usados como unidades de crianza. B. Agregando dos onzas de humus. C. Rociando agua. D. Sustrato a capacidad de campo. Original del autor.....25
- Figura 18. Proceso de instalación de posturas: A. colocando la postura en el centro. B. Postura de *Gymnetis pantherina*. Original del autor.....26
- Figura 19. Larva I. A. Larva eclosionando. B. Agregó trozo de maíz como alimento. Original del autor.....26
- Figura 20. Instalación del alimento para larvas de estadio II. Original del autor.....27
- Figura 21. Instalación de pupas. A. colocando el cocón en el centro de las unidades de crianza. B. rompiendo un pedazo del cocón. Original del autor.....27
- Figura 22. Representación del experimento. Vista desde arriba. Original del autor..... 30
- Figura 23. Representación del experimento. Original del autor.....31
- Figura 24. Llenado de 45 bolsas de plásticos de 42 x 14.5 x 12 cm. Con sustrato que contiene 2 partes de arena y una de humus de lombriz. 9kg. Original del autor.....31
- Figura 25. Preparación de la trampa cilíndrica A) Llenado de “trampa cilíndrica” sustrato de arena y humus, B) Untado de UHU POWER alrededor de la trampa, C) cubriendo con un círculo de tela organza y D) Trampas cilíndricas. Original del autor.....32
- Figura 26. Instalación de trampa: A) Colocando a una profundidad de 5 cm B) cubrió con el sustrato retirado. C) Regar para humedecer el sustrato. D) Sembrar las 5 variedades de

Higuerilla a una profundidad de 3 cm, en el centro de la maceta. Original del autor.....	33
Figura 27. Instalación del experimento, después de sembrado. Original del autor.....	33
Figura 28. A) se escarba hasta llegar a la trampa. B) Escogiendo las larvas de primer estadio. C) Con un pincel se coloca cuidadosamente la larva I recién eclosionada. D) El orificio se sella con el sustrato y se tapa con silicona. e) Trampa cilíndrica secando después haber tapado. Original del autor.....	34
Figura 29. Plantas de Higuerilla durante su crecimiento, durante esta etapa se suministra agua de acuerdo a las condiciones ambientales procurando que este a capacidad de campo. Original del autor.....	35
Figura 30. Ecotipo n° 4 de <i>Ricinus communis</i> . Original del autor.....	35
Figura 31. Extracción de la trampa: A y B: Escarbar hasta llegar a la trampa. C) Recortar las raíces que se unen a la trampa con la planta. D) Trampa mostrando las raíces ingresadas y salidas producto del crecimiento de estas. Original del autor.....	36
Figura 32. A) Embolsar la muestra con su etiqueta respectiva. B) muestras embolsadas. Original del autor.....	37
Figura 33. Vaciar el sustrato en un cernidor para extraer las raíces y larva. Original del autor.....	37
Figura 34 .Posturas de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) Original del autor.....	44
Figura 35.Huevo individual de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) Original del autor.....	45
Figura 36. Larva I recién eclosionada de <i>Gymnetis pantherina</i> . Original del autor.....	45
Figura 37. Larva I de <i>Gymnetis pantherina</i> de 4 semanas. Original del autor.....	46
Figura 38.Estadio Larval III de <i>Gymnetis pantherina</i> . Original del autor.....	46

Figura 39. Espiráculos del estadio larval III de <i>Gymnetis pantherina</i> . Origen del autor.....	47
Figura 40. Cápsula cefálica del estadio larval III de <i>Gymnetis pantherina</i> . Origen del autor.....	47
Figura 41. Larvas III <i>Gymnetis pantherina</i> ingresando hacia el interior de la superficie del suelo. Original del autor.....	48
Figura 42. Cocón de <i>Gymnetis pantherina</i> . Original de autor.....	49
Figura 43. Cocón y pupa expuesta. Original del autor.....	49
Figura 44. Adulto recién eclosionado. Original de autor.....	50
Figura 45. Vista dorsal del adulto de <i>Gymnetis pantherina</i> . Original de autor.....	50
Figura 46. Vista lateral del adulto de <i>Gymnetis pantherina</i> . Original de autor.....	51
Figura 47. Adultos de <i>Gymnetis pantherina</i> alimentándose de secreciones de girasol. Origen del autor.....	52
Figura 48. Adultos durante la copula. Origen del autor.....	53
Figura 49. Ecotipos de higuera. Original del autor.....	55
Figura 50. Se presentan los resultados de los exudados radiculares de <i>Ricinus communis</i> sobre las larvas de <i>Gymnetis pantherina</i>	59
Figura 51. Diferencias entre las raíces que penetraron en el interior de la trampa cilíndrica. Origen Del autor.....	63
Figura 52. Diferencias entre larvas. A: Larva sana de primer estadio de <i>Gymnetis pantherina</i> . B: larva afectada por los exudados radiculares de Higuera. Origen Del autor.....	63

Índice de Cuadros

Cuadro 1. Moléculas presentes en distinta partes de la higuera con actividad biológica sobre insectos.....	12
Cuadro 2. Descripción del procedimiento del ensayo. Original del autor.....	28
Cuadro 3. Distribución de los tratamientos en las unidades experimentales en el ensayo. Original del autor.....	29
Cuadro 4. Duración de los estados de desarrollo de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio.....	38
Cuadro 5. Porcentaje de mortalidad de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio.....	39
Cuadro 6. Porcentaje de mortalidad en las primeras dos semanas de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio.....	40
Cuadro 7. Ancho de la cápsula cefálica de larvas de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister).....	41
Cuadro 8. Longitud y ancho de los estados de larvas, pupa, y adulto de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae).....	42
Cuadro 9. Largo y ancho de huevo de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae).....	43
Cuadro 10. Peso de una semilla de los cinco ecotipos de Higuera (<i>Ricinus communis</i>) (Euphorbiaceae).....	54
Cuadro 11. Días a la germinación de los cinco ecotipos de Higuera (<i>Ricinus communis</i>) (Euphorbiaceae).....	56
Cuadro 12. Altura de plantas de los cinco ecotipos de Higuera (<i>Ricinus communis</i>) (Euphorbiaceae).....	57

Cuadro 13. Proporción entre el área foliar con raíz de los cinco ecotipos de Higuierilla <i>Ricinus communis</i> (Euphorbiaceae).....	58
Cuadro 14. Porcentaje de mortalidad de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) corregida con la fórmula de Schneider-Orelli's.....	60
Cuadro 15. Peso de raíces que lograron penetrar la trampa cilíndrica, durante el experimento de exudados radiculares, significancia 0.05.....	61

Índice de anexos

Cuadro 16. Ciclo de desarrollo de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio (Temperatura promedio: 20 °C, HR= 93%.....	74
Cuadro. 17 Ciclo de desarrollo en las primeras dos semanas de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio (Temperatura promedio: 20 °C, HR= 93%).....	90
Cuadro 18. Ciclo de desarrollo del estado de pupa de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio (Temperatura promedio: 20 °C, HR= 93%). (Continuación).....	91
Cuadro 19. Ancho de la cápsula cefálica de larvas de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) tomadas a 10 individuos.....	92
Cuadro 20. Longitud y ancho de los estados de larvas, pupa, y adulto de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) tomadas a 10 individuos.....	92

Cuadro 21. Largo y ancho de huevo de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) tomadas a 10 individuos.....	93
Cuadro 22. Largo y ancho de larva I recién eclosionada de <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae).....	93
Cuadro 23. Análisis de varianza para el peso de una semilla de los cinco ecotipos de Higuierilla (<i>Ricinus communis</i>) (Euphorbiaceae).....	94
Cuadro 24. Prueba Duncan para el peso de una semilla de los cinco ecotipos de Higuierilla (<i>Ricinus communis</i>) (Euphorbiaceae).....	94
Cuadro 25. Días a la germinación de los cinco ecotipos de Higuierilla (<i>Ricinus communis</i>) (Euphorbiaceae).....	95
Cuadro 26. Medidas tomadas a la altura de plantas de los cinco ecotipos de Higuierilla (<i>Ricinus communis</i>) (Euphorbiaceae).....	96
Cuadro 27. Observaciones del experimento Exudados radiculares.	97
Cuadro 28. Peso de raíces que lograron penetrar la trampa cilíndrica, durante el experimento de exudados radiculares.....	99
Cuadro 29. Análisis de varianza para para las raíces que lograron penetrar la trampa cilíndrica, durante el experimento de exudados radiculares, significancia 0.05.....	100
Cuadro 30. Prueba Duncan para para las raíces que lograron penetrar la trampa cilíndrica, durante el experimento de exudados radiculares, significancia 0.05.....	100
Cuadro 31. Peso del follaje fresco de la planta de Higuierilla, durante el experimento de exudados radiculares.....	101
Cuadro 32. Peso raíz fresco de los cinco ecotipos de Higuierilla <i>Ricinus communis</i> (Euphorbiaceae).....	102

Cuadro 33. Recolección de posturas producto de la crianza masiva.....	117
Cuadro 34. Temperatura y humedad relativa desde febrero hasta octubre 2013 en laboratorio.....	120
Cuadro 35. Promedio mensuales de temperatura y humedad relativa en laboratorio.....	123
Figura 53. Diseño de trampa cilíndrica. Original del autor.....	103
Figura 54. Bosquejo de trampa cilíndrica. Original del autor.....	104
Figura 55. Envases de rollos fotográficos. Origen del autor.....	106
Figura 56. Diseño de bosquejo, A) Dibujando el bosquejo en una cartulina. B) Cortando las ventanas. C) Retirando las ventanas. D) colocando cinta adhesiva en uno de los extremos. Origen del autor.....	106
Figura 57. Elaboración de trampa cilíndrica A) bosquejo de cartón. B) delineando en el envase de rollo fotográfico las ventanitas. C) envase delineados. D) Cortando con un cutter por las zonas marcadas. Origen del autor.....	107
Figura 58. Vista lateral y frontal del envase. Origen del autor.....	107
Figura 59. A) Marcando en la tela organza B) Haciendo el agujero con el cautín. Origen del autor.....	108
Figura 60. Trampa cilíndrica final. Origen del autor.....	108
Figura 61. A Proceso de realización de unidades de crianza individual. B: Envases de plástico de capacidad de 250 ml o 8 onzas. C: tapa con agujero de 6 cm de diámetro y tela poliseda circular de 6.5 cm. D: unidad de crianza final. Origen del autor.....	109
Figura 62. Proceso de elaboración del alimento. A. Planta de maíz. B. Cortando con un machete en trozos pequeños. C. Trozos de 5 cm de largo. D. Secado en la estufa. Original del autor.....	111

- Figura 63. Producto final. Maíces secos. Original del autor.....111
- Figura 64. Crianza masiva: A) Adultos alimentándose de secreciones en Girasol. B) Materiales de la unidad de crianza. C) Alimento colocado en las esquinas del interior de la pecera con una rama seca para permitir su xviimovilización. D) Adultos de *Gymnetis pantherina* alimentándose de plátano. Origen del autor.....115
- Figura 65. Proceso de elaboración del alimento: Izquierda: Proceso de cortado de plátano en trozos. Derecha: Trozos colocados en las placas Petri. Origen del autor.....115
- Figura 66. Recolección de posturas: Izquierda: Adultos retirados tapers. Derecha: Búsqueda de las posturas de *Gymnetis pantherina* en el humus de lombriz. Origen del autor.....116
- Figura 67. Envases de conservación de dos onzas de posturas con su identificación. Origen del autor.....116
- Figura 68. Proceso de remoción de la planta. A. Colocando un saco de vacío y una malla sobre el suelo. B: vaciando la bolsa con el sustrato y la planta. C: retirando la planta con sus raíces. D: cerniendo para recoger el excedente de las raíces. Origen del autor.....118
- Figura 69. Proceso de lavado A: lavando la planta para quitar el excedente de arena. B. cortando y separando el tallo de la raíz. C. secando por espacio de minutos. D. Pesando el follaje de la planta. Origen del autor.....119

Resumen

En esta investigación estudiamos el efecto de los exudados radiculares de cinco ecotipos de higuera, *Ricinus communis* (Euphorbiaceae) sobre las larvas de primer estadio de *Gymnetis pantherina* (Coleoptera, Scarabaeidae), una plaga subterránea muy común en suelos con alto contenido de materia orgánica. Los cinco ecotipos de higuera fueron sembrados en bolsas de polietileno en un diseño completo al azar con nueve repeticiones. Dos larvas de primer estadio de *Gymnetis pantherina* (Coleoptera, Scarabaeidae) provenientes de una crianza en laboratorio fueron acondicionadas en jaulas diseñadas especialmente para confinar las larvas en el suelo. A los siete días se evaluó la mortalidad de las larvas y los datos fueron transformados previos al ANOVA y se realizó una prueba de comparación de Duncan. Los resultados nos indican que los diferentes ecotipos de higuera tuvieron un efecto alelopático sobre las larvas de primer estadio de *Gymnetis pantherina* y el rango de mortalidad osciló entre el 30% y 90 %.

Abstract

In this research, we have studied the effect of root exudates of five ecotypes of castor oil plant, *Ricinus communis* (Euphorbiaceae) on the first instar white grubs of *Gymnetis pantherina* (Coleoptera, Scarabaeidae), a common underground pest in soils with high organic matter content. The five ecotypes castor oil plant were planted in polyethylene bags using a complete randomized design with nine replicates. Two first instar larvae of *Gymnetis pantherina* (Coleoptera, Scarabaeidae) coming from a mass rearing were conditioned in cages specially designed to confine the white grubs in the soil. After seven-days the mortality of the white grubs was assessed and the data was transformed prior to ANOVA and Duncan test. These results indicate that different ecotypes of castor oil plant had an allelopathic effect on first instar larvae of *Gymnetis pantherina* and the average mortality was between 30% and 90%.

I. INTRODUCCIÓN

En los últimos años, la tecnología química ha aumentado la producción de alimentos pero los costos ambientales de ésta han sido muy altos (GEO, 2003). El constante uso de los plaguicidas en la agricultura puede provocar cambios biológicos, y fisicoquímicos en el suelo, afectando drásticamente su carga microbiana (Sagardoy y Mandolesi, 2004). Además, la exposición continua a los plaguicidas puede tener efectos agudos y crónicos sobre las personas (Ferrer, 2003).

Las larvas de escarabajos, llamadas también “gallinas ciegas”, se alimentan de las raíces de cultivos como maíz, frijol, remolacha, papa, espinaca, nabo entre otros (Ghidiu, 2006). También hay algunas que afectan las coronas del espárrago y es común en las especies de *Capsicum* (Barbara, 1997). El daño por estas larvas se observa como raíces cortadas y, en casos extremos, destruidas totalmente, lo cual afecta el crecimiento de la planta y como consecuencia se secan y mueren (Rodríguez, 2007). Estas larvas pueden ser relativamente difíciles de controlar debido a que los insecticidas deben penetrar el suelo, a fin de hacer eficaz el contacto con las larvas situadas en el suelo (Capinera, 2008).

Los desafíos que plantea la agricultura moderna comprende el desarrollo de componentes que contribuyan a generar productos limpios a través de procesos agroproductivos que no afecten al medio ambiente. Uno de estos componentes puede ser la alelopatía, que involucra la producción de compuestos adversos a ciertos organismos receptores. Estos

compuestos alelopáticos están presentes virtualmente en todos los tejidos de las plantas: hojas, tallos, raíces, rizomas, frutos y semillas (Anaya, 2004). A todos los compuestos alelopáticos secretados por la raíz se les denominan exudados radiculares, los que aumentan la competitividad de la planta, de tal manera que el resultado a futuro es un mejor manejo de los cultivos (Oliveros y col, 2009).

El objetivo del presente trabajo fue determinar el efecto alelopático de los exudados radiculares de la higuera, *Ricinus communis* sobre las larvas de la plaga *Gymnetis pantherina* (Coleoptera, Scarabaeidae).

II. REVISION BIBLIOGRAFICA

2.1. Mecanismos de defensa de las plantas

Existen dos mecanismos de interacción de la planta con su entorno, los cuales pueden ser divididos en dos grandes grupos: el primero son los mecanismos de tipo físico y de arquitectura de la planta donde pueden incluirse características de velocidad de crecimiento, rasgos anatómicos de la hoja y el tallo como presencia de tricomas glandulares, resistencia a condiciones adversas, entre otros. El segundo grupo lo constituyen aquellos mecanismos de tipo químico, donde se incluyen los metabolitos secundarios que actúan como tóxicos o repelentes de herbívoros (Oliveros y col., 2009, Vivanco y col., 2005).

2.1.1. Metabolitos secundarios

Las plantas producen una gran cantidad y diversidad de compuestos orgánicos que no parecen tener una función directa en el crecimiento y desarrollo, estas sustancias se conocen como metabolitos secundarios o productos secundarios (Taiz, 2006), estos son los productos finales del metabolismo de los metabolitos primarios (Parés, 1997).

2.1.2. Alelopatía

El término alelopatía es cualquier proceso que involucre metabolitos secundarios producidos por las plantas, algas, bacterias u hongos, que influyan en el crecimiento de sistemas biológicos y agrícolas (International Allelopathy Society, 2012). Estos metabolitos secundarios que intervienen en los fenómenos alelopáticos se denominan aleloquímicos y se han propuesto cuatro mecanismos para la excreción de los aleloquímicos al medio, estos son: la volatilización, el lixiviado, la descomposición de la planta en el suelo y los exudados radiculares (Oliveros y col., 2009).

2.1.3. Raíz y exudados radiculares

El sistema radicular cumple normalmente las funciones de fijación de la planta, absorción de agua y sustancias minerales nutritivas (Sitte, 2000), sin embargo la raíz también cumple otro rol, ésta secreta un enorme rango de compuestos (Badri D., 2009). Aquí se incluyen azúcares, polisacáridos, aminoácidos, ácidos orgánicos y compuestos fenólicos (Oliveros y col., 2009). A todos estos compuestos se denomina exudados radiculares.

Los exudados radiculares están presentes en una zona de la raíz llamada rizósfera la cual es rica en nutrientes (Gnanamanickam, 2007) y juegan un papel muy importante en la rizósfera, afectando a su composición

y el crecimiento de aquellos organismos que viven en la rizósfera (Bais y col., 2006).

2.1.4. Interacciones planta-insecto a nivel radicular

Los insectos interactúan con las planta por alimento y energía, pero a la vez la planta se ve beneficiada por los insectos en el proceso de la polinización. Estas interacciones se dan a nivel foliar pero también existen interacciones a nivel radicular, en una zona, llamada rizósfera. En esta zona tan compleja existen interacciones como: raíz-raíz, raíz-insecto y raíz-microbio (Bais y col., 2006). En la interacción raíz-insecto, hay una interacción negativa mediante los exudados de la raíces, que implican la secreción de compuestos insecticidas (Bais y col., 2006).

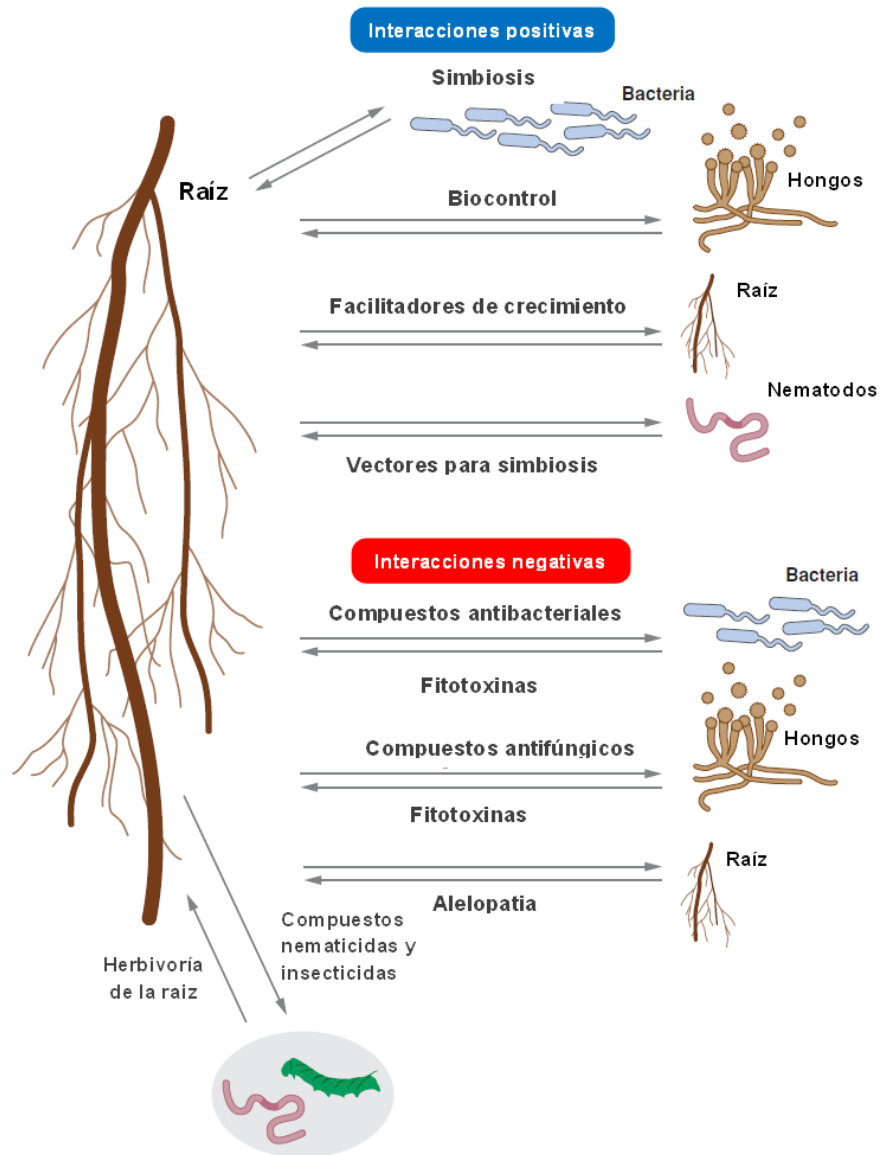


Figura 1: Guerra química rizosférica: Adaptado de Bais y col. (2006). Representación esquemática de las posibles interacciones rizosféricas mediante exudados radiculares. Las Interacciones mediante raíz se pueden clasificar en dos categorías, interacciones positivas y negativas. Las interacciones positivas implican interacciones mediante exudado radiculares con rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal. En contraste, las interacciones negativas mediadas por exudados radiculares implican la secreción de los antimicrobianos, fitotoxinas, nematocidas, y compuestos insectocidas. Las flechas en los paneles indican intercambio químico.

2.1.5. Mecanismos de acción de los metabolitos secundarios

Los metabolitos secundarios de la plantas tienen diversos mecanismos de acción sobre los insectos, los cuales pueden ser a nivel hormonal, reproductivo, neurológico o enzimático (Agnihotri, 1999).

2.1.6. Factores que promueven la exudación

Diversos factores promueven la liberación de compuestos químicos por las raíces, recientes estudios indican que en estados tempranos de desarrollo (germinación y plántula) la asimilación de carbono es mayormente traslocado hacia la raíz y en plantas adultas el mismo es traslocado de manera preferencial hacia el tallo (Oliveros y col., 2009). La herbivoría por insectos en *Centaurea maculosa*, promueve la exudación radicular, liberando un químico llamado catequina, el cual tiene una potente actividad antibacteriana (Thelen y col., 2005). Microorganismos como *Phytophthora cinnamoni* promueve en albahaca la exudación de compuestos antimicrobiales (Bais y col., 2002), así mismo los pelos radiculares de *Lithospermum erythrorhizon* producen células específicas de naftoquinonas pigmentadas que tienen actividad contra bacterias y hongos (Brigham y col., 1999), además también se ha observado en interacciones de planta-planta, como es el caso de la presencia de hierbas gramíneas alrededor de sorgo

han estimulado la liberación de exudados radiculares (Dayan, 2006); en el cultivo arroz estas interacciones químicas son similares (Kong y col, 2006).

2.2. *Ricinus communis* L.

2.2.1. Clasificación científica.

Ricinus communis pertenece:

Reino : Plantae

Subreino : Tracheobionta

Superdivision: Spermatophyta

Division : Magnoliophyta

Clase :Magnoliopsida

Subclase : Rosidae

Orden : Euphorbiales

Familia : Euphorbiaceae

Género : Ricinus L.

Especie : *Ricinus communis* L. (USDA, 2013).

2.2.2. Nombre vulgar:

Higuerilla, ricino, castor, tártago, palmacristi (Procisur-IIICA, 2007).

2.2.3. Origen

África, adventicia en América. Crece en suelos removidos, escombros, etc (Procisur-IIICA, 2007).

2.2.4. Morfología

Es una planta de porte muy variable desde hierba anual hasta arbustiva. Tallos herbáceos sin ramificaciones o semileñosos, ramificados, gruesos, cilíndricos, nudosos, glabros, verdes o rojizos. Hojas largamente pecioladas (peciolos de unos 40 cm de largo), alternas, palmatilobadas. Con 5-11 lóbulos, aserradas, glabras, grandes, de 30 cm (o mas) de ancho. Inflorescencias en racimos terminales con flores femeninas arriba y flores masculinas abajo. Las flores masculinas con cáliz 5-partido, valvado, de 6-12 mm de longitud; pétalos ausentes, estambres numerosos, con filamentos articulados, anteras globosas de dehiscencia longitudinal; ovario nulo. Flores femeninas con cáliz espatacéo, caduco, de 4-8 mm de longitud; pétalos ausentes; estambres nulos; ovario 3-locular; con 1 ovulo en cada lóculo; estilos 3, 2-fidos. Cápsula ovoide, generalmente erizada. Semillas oblongo-comprimidas, lisolustrosas, maculadas, carunculadas, de 9-22 mm de largo por 6-15 mm de ancho. Se reproduce por semilla.

Requerimientos climáticos son se desarrolla bien desde los 0 hasta los 2300 m.s.n.m. La higuera crece en climas tropicales, subtropicales y templados con temperaturas que van desde los 20 a 35 °C, las temperaturas menores a 10 °C provocan que la planta no produzca semilla y a 40 °C aborto de flores. Se desarrolla muy bien con áreas con buena radiación, con 12 horas de sol/día (Procisur-IIICA, 2007).

2.2.5. Usos de la higuera

Esta planta es una maleza en zonas agrícolas y urbanas. El principal producto del ricino es el aceite extraído de sus semillas, el cual posee características químicas que lo califican como el único ácido graso (ácido ricinoleico) que es soluble en alcohol a baja temperatura. Es usado en la industria en más de 180 aplicaciones tecnológicas, entre las que destacan fabricación de lubricantes para aeronáutica y maquinaria pesada, jabones, cosméticos, pinturas y barnices, secantes, tintes de textiles, fibras tipo poliéster, alumbrado, entre otras. (Arpel-IIICA, 2009). También si se extrae el aceite y si se inactiva la toxina ricina, esta masa sin grasa es usada como alimento para animales, mientras que la semilla como un alto fertilizante nitrogenado. Esta contiene aproximadamente 40% de proteínas crudas, análisis químico indica que es deficiente en los aminoácidos esenciales lisina, metionina y triptófano (Chittaranjan, 2011).

2.2.6. Toxina

Ricinus communis en sus semillas presenta una fitotoxina llamada ricina que tiene actividad tóxica, (Pita y col. 2004). Ricina o RCA (aglutinina del *Ricinus communis*) es muy toxica que solo basta un miligramo para matar una persona adulta (Capó, 2006).

2.2.7. Propiedades

En planta se han encontrado sustancias químicas con efectos insecticidas y nematocidas. *Ricinus communis* tiene propiedades insecticidas contra *Spodoptera frugiperda* (Ramos y col., 2009) y sobre *Plodia interpunctella* (Collavino, 2006), Además los extractos acuosos de higuierilla tienen propiedades nematocidas sobre el nematodo *Radopholus similis*, (Arboleda y col, 2010) que afecta a las raíces de algunos cultivos, así también sobre el nematodo del nudo *Meloidogyne incognita* (Vinueza y col., 2006).

2.2.8. Moléculas presentes en distinta partes de la higuierilla con actividad biológica sobre insectos.

La higuierilla presenta gran cantidad de compuestos químicos en todas sus partes. A continuación se da a conocer estos compuestos.

MOLÉCULA	ACTIVIDAD BIOLÓGICA	PARTE DE LA PLANTA
Ácido clorogénico	Actúa sobre la hormona juvenil, repelente	Toda la planta
Ácido elágico	Actúa sobre la hormona juvenil	Hoja
Ácido ferúlico	repelente	Hoja
Ácido linoleico	repelente	Semilla
Ácido oleico	repelente	Semilla
Beta-amirina	mosquicida	Hoja
Ácido cianhídrico	insecticida	Semilla
Isoquercitrina	atrayente	Hoja
Kaempferol	Insecticida, ovidia y disuasor de la oviposición	Toda la planta
Quercetina	Ovisida y disuasor de la oviposición Larvestático, insecticida	Toda la planta
Quercitrina	atrayente	Hoja
ricina	insecticida	semilla
Ricinina	insecticida	Hoja
rutina	Actúa sobre la hormona juvenil. Estimulante de la oviposición Larvostático Insecticida atrayente	hoja

Cuadro 1. Moléculas presentes en distintas partes de la higuera con actividad biológica sobre insectos

(Pacheco, 2009)

2.3. *Gymnetis pantherina*

2.3.1. Clasificación del Genero *Gymnetis*.

Gymnetis pantherina pertenece:

Nombre Científico	: <i>Gymnetis pantherina</i>
Reino	: Animalia
Phylum	: Arthropoda
Clase	: Insecta
Orden	: Coleoptera
Suborden	: Polyphaga
Familia	: Melolonthidae
Subfamilia	: Cetoniinae
Tribu	: Gymnetini
Género	: <i>Gymnetis</i>
Especie	: <i>Gymnetis pantherina</i> (Burmeister)

(www.biovirtual.unal.edu.co, 2013)

2.3.2. Características generales de la familia Scarabaeidae.

2.3.2.1. Adultos

Los escarabajos adultos son de tamaño mediano hasta pueden ser largos, tienen el cuerpo robusto y pesado, usualmente son oscuros, aunque algunos son de colores brillantes.

Una de las características distintivas es que las patas presentan dientes en la tibia. Las patas delanteras son fuertes, han sido desarrolladas para la excavación (Hadlington, 1998) .Sus antenas poseen 8 a 10 segmentos y los últimos 3-4 segmentos están modificados como lamelas (insects.oeb.harvard.edu, 2013).

2.3.2.2. Larva

Las larvas son grandes, con mandíbulas poderosas, tres pares de patas fuertes y la punta del abdomen claramente hinchado (Alford, 2007).

Son de hábitos subterráneos y se alimentan de excrementos, materia orgánica en descomposición, madera podrida, raíces (algunas son plagas de cultivos), carroña y tallos (www.inbio.ac.cr). Tienen un ciclo de vida de uno a tres años pasando por tres estadio larvales. (Palma, 2004).

2.3.3. Daños económicos producidos por los escarabajos

2.3.3.1. Daños causados por adultos

Los adultos de esta familia se les encuentran alimentándose de hojas, botones florales de árboles frutales y ornamentales, etc.

2.3.3.2. Daños causados por larvas

Las larvas más jóvenes de Scarabaeidae se alimentan de las raíces pequeñas, las larvas más grandes buscan las raíces más desarrolladas y también el tallo un poco por debajo de la superficie del suelo o en la zona del cuello, alimentándose de sus tejidos, el daño que provoca este tipo de larvas se manifiesta con una desaparición total de las plantas (Palma, 2004).

Las plantas que son dañadas en zona radical manifiesta decoloración, hojas de color café enanismo, marchitez, pudiendo desenraizarse fácilmente al tirarlas. También se añade los daños indirectos tales como una mayor facilidad de desarragamiento, menor resistencia a la sequía y ataques secundarios producidos por otros organismos como bacterias y hongos (Palma, 2004).

En cultivos se han encontrado que las larvas de escarabajos se alimentan de maíz, frijol, remolacha, papa, espinaca (Ghidu, 2006) así como en cultivos de exportación como el esparrago, afectando a las coronas de esparrago (Barbara, 1997), también se han encontrado que es un daño en el cultivo de alcachofa (www.agrobanco.com.pe, 2013).

2.3.4. Características de *Gymnetis pantherina*.

Cuerpo: El adulto posee manchas irregulares negras, grisáceas oscuras y cremas, amarillentas. En los machos la coloración dorsal tiende a ser más clara que en las hembras. La coloración ventral de los machos, incluyendo las patas, es homogénea opaca, grisácea, crema, amarillenta o parda, con excepción del área del mesotórax y parte del protórax que es negra o parda pulida. En las hembras esa área pulida oscura se extiende al área ventral de las tibias. Los adultos poseen un pigidio el cual tiene una superficie bastante irregular y muestra abundantes puntuaciones. La cabeza tiene puntuaciones visibles. Los élitros terminan en la parte posterior a nivel de la sutura elitral en un par de espinas bien desarrolladas. (darnis.inbio.ac.cr, 2013)

En las hembras el área del metatórax y abdomen es pulida negra o parda muy oscura, mientras que en los machos no existen estas áreas pulidas y la coloración es similar a las áreas laterales aledañas, opaca grisácea, crema, amarillenta o parda. Las patas anteriores de los machos presentan tibias con dientes muy poco desarrollados a las hembras. (darnis.inbio.ac.cr, 2013).

2.3.5. Hábitos

Los adultos de *Gymnetis pantherina* especie a la cual pertenece a la subfamilia de los Cetoniinae que se caracterizan por tener hábitos frugíferos (consumidores de frutas), y tienen actividad diurna (Amat y col, 2005).

Las hembras de *Gymnetis* depositan sus huevos de a uno en el suelo. Presentan tres fases larvales y al finalizar estas forman una cámara pupal con el suelo y las heces (Orozco y Pardo, 2004).

Los daños que causan los insectos del suelo es difícil de evaluar, dado que altos daños que causan a las plantas también se añade los daños indirectos tales como una mayor facilidad de desarraigamiento, menor resistencia a la sequía y ataques secundarios producidos por otros órganos (Rodríguez, 2007).

2.3.6. Ciclo de vida

El ciclo biológico de las especies de Scarabaeidae pueden ser anuales, bianuales o trianuales (Ochoa, 1996) y (Shannon, 1994). Esto depende de las condiciones de temperatura, humedad de la región en que este es criado (Amat y col 2005).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de Ejecución

Este trabajo de investigación se desarrolló en las instalaciones del insectario de Entomología de la Universidad Privada Antenor Orrego Campus II.

Longitud: 78° 59' 19.350800514" O

Latitud: 8° 6' 32.122915589" S

Altitud: 45 m.s.n.m



Figura 2. Insectario de la Universidad Privada Antenor Orrego. Ubicación del campus UPAO II, Trujillo la libertad (Fuente: google Earth, 2013).

3.2. Materiales

3.2.1. Equipos e instrumentos

Tela poliseda

Tela organza

Elástico de ropa de color blanco

Silicona líquida

Cucharitas de plástico

Pinceles nº 00

Aspersor pequeño

Pizeta

Tijera

Etiquetas

Papel bulky

Papel toalla

Bolsas de plástico de 42 x 14.5 x 12 cm

Arena

Humus de lombriz

Pegamento UHU POWER®

Magnificador 10x

Lupa 20x

Micrómetro

Plátanos

Planta de maíz seca

Placa Petri de 5 cm de diámetro

Envases de plástico de 2 onzas.

Alcohol



Figura 3. Izquierda: Balanza de triple brazo (0.1g/500g). Derecha: Balanza analítica (0.001g). Original del autor.



Figura 4. Izquierda: Estereoscopio de 600x. Derecha: Micrómetro. Original del autor.



Figura 5. Izquierda Cautín eléctrico. Derecha: Estufa Eléctrica Original del autor.

3.2.2. Material vegetal:

3.2.2.1. Semillas de cinco ecotipos de Higuierilla (*Ricinus communis*)



Figura 6. Ecotipo de higuierilla n° 1.
Original del autor.



Figura 7. Ecotipo de higuierilla n° 2.
Original del autor.



Figura 8. Ecotipo de higuierilla n° 3.
Original del autor.



Figura 9. Ecotipo de higuierilla n° 4.
Original del autor.



Figura 10. Ecotipo de higuerrilla n° 5.
Original del autor.

3.2.2.2. Planta de Higuerrilla (Euphorbiaceae)



Figura 11. Izquierda. Plantas de *Ricinus communis* en bolsas de polietileno de 9 kg. Derecha: Planta creciendo espontáneamente en campus II, UPAO. Original del autor.

3.2.3. Material animal



Figura 12. Izquierda: Adultos de *Gymnetis pantherina* alimentándose de exudados de la planta Girasol. Derecha: Larvas de *Gymnetis pantherina*. Original del autor.

3.2.4. Unidades de crianza y trampa cilíndrica



Figura 13. Envases de 120 ml, usadas en unidades de crianza del ciclo de desarrollo. Original del autor.



Figura 14. Jaulas de vidrio 18 x 22 x 28.5 cm. Unidad de crianza en crianza masiva. Original del autor.



Figura 15. Trampa cilíndrica. Izquierda: Envases de rollos de cámara. Derecha: trampas cilíndricas hechas de los envases. Original del autor.

3.2.5. Alimentos:



Figura 16. Izquierda: Plátanos maduros. Derecha: Maíz cortado en trozos. Original del autor.

3.3. Metodología

3.3.1. Ciclo de desarrollo de *Gymnetis pantherina*.

3.3.1.2. Instalación del experimento

Se acondicionaron 50 posturas de *Gymnetis pantherina* provenientes de la crianza masiva. Estas se individualizaron en unidades de crianza. Que consistió en envases de plástico de 120 ml, el cual en la tapa se cortó un círculo y se remplazó con tela poliseda para darle ventilación.

Se agregaron dos onzas de humus de lombriz a cada unidad de crianza y con un asperjador se agregó agua hasta que el sustrato llegue a estar en capacidad de campo.

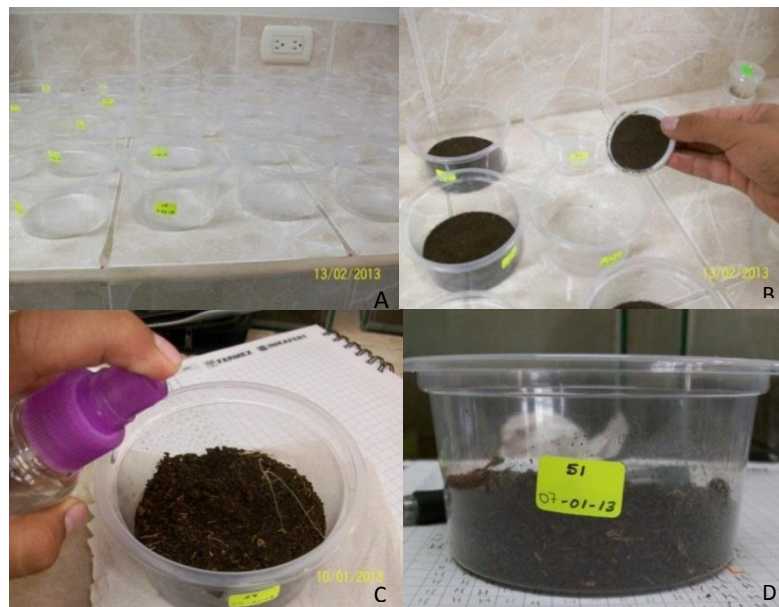


Figura 17. Instalación de las unidades de crianza. A. Envases usados como unidades de crianza. B. Agregando dos onzas de humus. C. Rociando agua. D. Sustrato a capacidad de campo. Original del autor.

3.3.1.3. Observación del estado de huevo.

Se colocaron en cada una de las unidades de crianza una postura, colocándola en el centro de las unidades de crianza

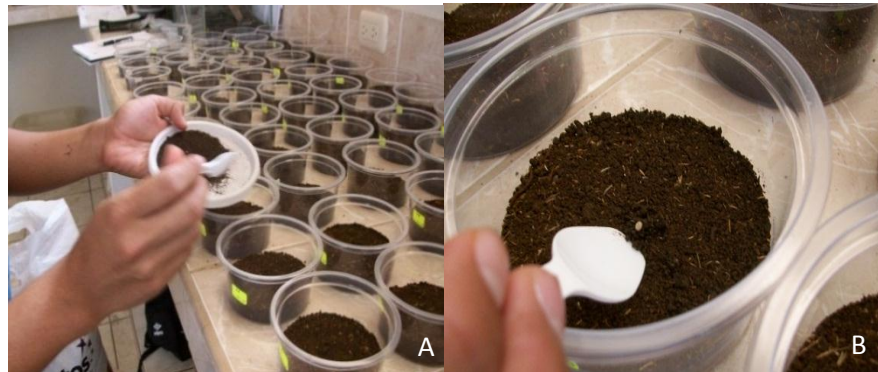


Figura 18. Proceso de instalación de posturas: A. colocando la postura en el centro. B. Postura de *Gymnetis pantherina*. Original del autor.

3.3.1.4. Observación del estado de larva

En el interior de las unidades de crianza se colocó un trozo de tallo de maíz tierno de 2 cm de largo seco, después se cubrió con humus de lombriz y se colocó las larvas su respectiva unidad de crianza. Se agregó agua con un asperjador hasta que el humus este a capacidad de campo.



Figura 19. Larva I. A. Larva eclosionando. B. Agregó trozo de maíz como alimento. Original del autor.

Cuando la larva comienza a crecer, el alimento se cambia a trozos de maíz de 5 cm de largo.



Figura 20. Instalación del alimento para larvas de estadio II. Original del autor.

3.3.1.5. Observaciones del estado de pupa.

En las unidades de crianza con 2 onzas de humus humedecido a capacidad de campo se colocó en el centro un cocón.

Al cocón se rompió una parte de su estructura para poder ver los cambios que se presenta y determinar cuándo pasara al siguiente estadio, se colocó con el agujero hacia abajo para que la luz no incida.

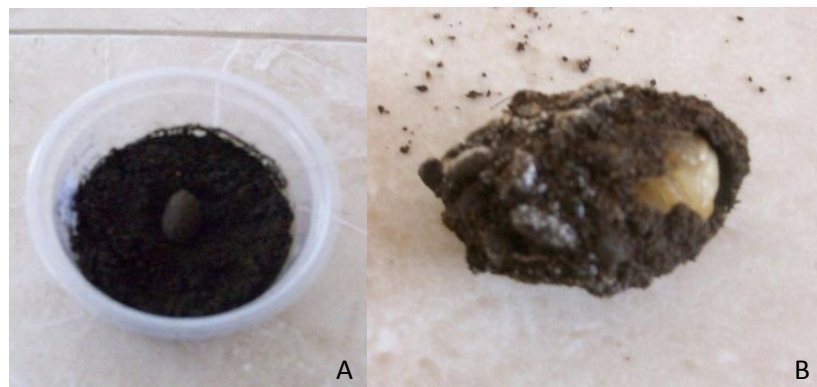
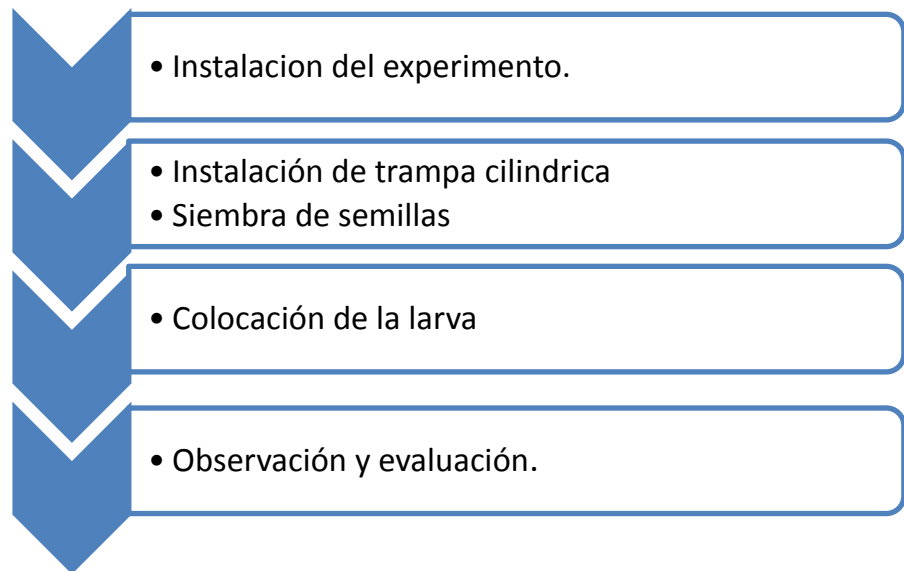


Figura 21. Instalación de pupas. A. colocando el cocón en el centro de las unidades de crianza. B. rompiendo un pedazo del cocón. Original del autor.

3.3.2. Ensayo: Efecto de los exudados radiculares de la higuera (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae) en la sobrevivencia de larvas de *Gymnetis pantherina*. (Coleoptera, Scarabaeidae)



Cuadro 2. Descripción del procedimiento del ensayo. Original del autor.

Los tratamientos fueron los siguientes:

T1: Higuera n° 1

T2: Higuera n° 2

T3: Higuera n° 3

T4: Higuera n° 4

T5: Higuera n° 5

Diseño: Diseño completamente al azar

Repeticiones: 9

Randomización.

T2R2	T1R5	T3R8	T5R9	T4R9
T1R2	T5R3	T4R4	T3R2	T3R1
T2R1	T3R7	T5R1	T2R3	T1R9
T5R5	T2R7	T3R4	T4R5	T3R5
T4R8	T3R6	T1R3	T2R4	T5R2
T1R1	T5R8	T1R7	T3R9	T3R3
T4R2	T2R9	T2R6	T1R4	T4R6
T2R8	T5R7	T4R7	T5R6	T1R6
T4R1	T5R4	T1R8	T4R3	T2R5

Cuadro 3. Distribución de los tratamientos en las unidades experimentales en el ensayo.

Original del autor

3.3.2.1. Diagrama de interacción de larva con las raíces.

La trampa cilíndrica estuvo ubicada a 5 cm de la superficie de la base, puesto que a esa distancia crecieron gran cantidad de raíces cuando la planta recién germinó.

Las semillas se sembraron a 3 cm de la superficie.

La trampa cilíndrica se ubicó a partir del centro de la bolsa, colocando la base superior frente a la semilla, a 2 cm de distancia de esta. Se colocó de forma horizontal, con el agujero de entrada de la larva mirando hacia la superficie.

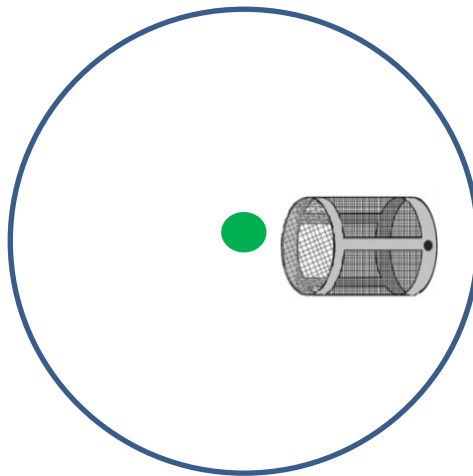


Figura 22. Representación del experimento. Vista desde arriba. Original del autor.

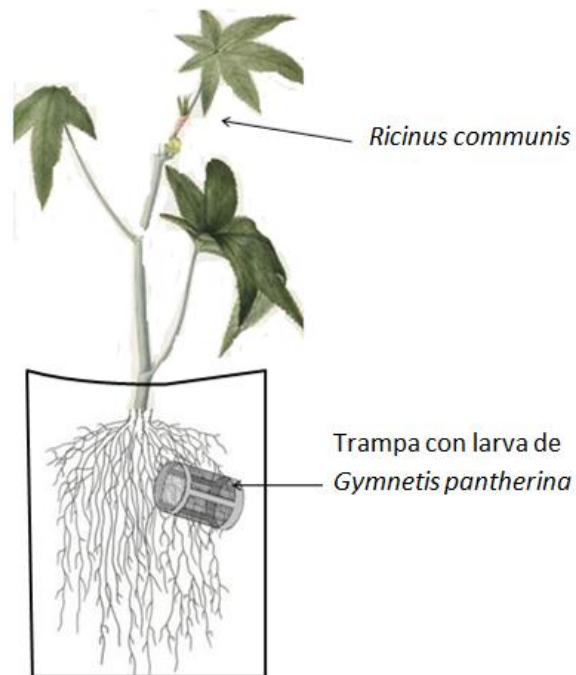


Figura 23. Representación del experimento. Original del autor.

3.3.2.2. Instalación del experimento:

Se mezcló los sustratos de arena y humus para imitar las condiciones de suelo que tenemos en las agroindustriales de la Libertad.



Figura 24. Llenado de 45 bolsas de plásticos de 42 x 14.5 x 12 cm. Con sustrato que contiene 2 partes de arena y una de humus de lombriz. 9kg. Original del autor.

3.3.2.3. Llenado con el sustrato de la trampa cilíndrica

Se llenó completamente del sustrato elaborado. Tapando luego con un pedazo de tela organza.



Figura 25. Preparación de la trampa cilíndrica A) Llenado de “trampa cilíndrica” sustrato de arena y humus, B) Untado de UHU POWER alrededor de la trampa, C) cubriendo con un círculo de tela organza y D) Trampas cilíndricas. Original del autor.

3.3.2.4. Instalación de la “trampa cilíndrica”

La trampa cilíndrica se colocó al momento de la siembra para no interferir en el crecimiento y penetración normal de las raíces en las macetas.



Figura 26. Instalación de trampa: A) Colocando a una profundidad de 5 cm B) cubrió con el sustrato retirado. C) Regar para humedecer el sustrato. D) Sembrar las 5 variedades de Higuera a una profundidad de 3 cm, en el centro de la maceta. Original del autor.



Figura 27. Instalación del experimento, después de sembrado. Original del autor.

3.3.2.5. Colocación de la larva en la trampa

Se colocó la larva después de tres semanas de haber sembrado la semilla. A esta edad la planta tiene un sistema radicular grande.

Las larvas de primer estadio de *Gymnetis pantherina* fueron colocadas en el interior de la trampa cilíndrica por un agujero con ayuda de una cucharita de plástico

Se colocaron larvas de primer estadio porque cuando un campo es nuevo son las primeras poblaciones que entran a hacer daño.



Figura 28. A) se escarbo hasta llegar a la trampa. B) Escogiendo las larvas de primer estadio. C) Con un pincel se colocó cuidadosamente la larva recién eclosionada. D) El orificio se sella con el sustrato y se tapa con silicona. e) Trampa cilíndrica secando después haber tapado. Original del autor.

3.3.2.6. Experimento en curso

Durante este tiempo que tardo una semana se rego de acuerdo a las condiciones medioambientales.

Se midió la altura de la planta mientras esta se desarrollaba.



Figura 29. Plantas de Higuierilla durante su crecimiento, durante esta etapa se suministra agua de acuerdo a las condiciones ambientales procurando que este a capacidad de campo. Original del autor.



Figura 30. Ecotipo n° 4 de *Ricinus communis*. Original del autor.

3.3.2.7. Extracción de la trampa

La extracción de la trampa se realizó una semana después de haber colocado la larva en el interior de la trampa cilíndrica. Consistió en sacar con mucho cuidado la trampa del interior, evitando separar las raíces del interior de la trampa.



Figura 31. Extracción de la trampa: A y B: Escarbar hasta llegar a la trampa. C) Recortar las raíces que se unen a la trampa con la planta. D) Trampa mostrando las raíces ingresadas y salidas producto del crecimiento de estas. Original del autor.



Figura 32. A) Embolsar la muestra con su etiqueta respectiva. B) muestras embolsadas. Original del autor.



Figura 33. Vaciar el sustrato en un cernidor para extraer las raíces y larva. Original del autor.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Ciclo de desarrollo de *Gymnetis pantherina* (Burmeister)

En el cuadro 4 se presenta la duración de los estados de desarrollo observados en *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio (Temperatura promedio: 20 °C, HR= 93%).

Cuadro 4. Duración de los estados de desarrollo de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio.

Estados de desarrollo	N	Promedio ± D.E. (días)
Huevo	48	14.19 ± 0.57
Larva I	26	38.54 ± 1.88
Larva II	16	197.06 ± 25.57
Larva III	--	-----
Pupa *	11	47.36 ± 10.58

* Diferente cohorte.

Los resultados obtenidos nos indican que esta especie demora 250 días en completar los estados estudiados en la presente investigación (huevo a larva II), y es muy probable que el estadio de larva III demore un tiempo más, por lo que se decidió interrumpir las observaciones hasta este punto. Las observaciones de pupa son el resultado de una cohorte diferente, correspondiente a la generación anterior.

El ciclo biológico de *G. pantherina* se asume que demoraría un promedio de 2 años, solamente se llegó hasta completar el estadio larval II, según (Amat y col, 2005) el ciclo biológico de *Gymnetosoma stellata Latreeille*, tiene una duración de 150 a 200 días, siendo criado a temperaturas controladas entre 25° a 35°C. En nuestro caso, no se trabajaron con temperaturas controladas, siendo la mínima y la máxima 15 y 29 °C respectivamente. Este factor debe haber sido clave en el que ciclo biológico se haya prolongado bastante.

4.2. Mortalidad de *Gymnetis pantherina* (Burmeister)

En el cuadro 5 se presenta el número de individuos muertos de *Gymnetis pantherina* bajo condiciones de laboratorio, mantenidos con una dieta de trozos de maíz (Temperatura promedio = 20 °C, HR= 93 %, suelo húmedo mantenido a capacidad de campo durante todo el período de observaciones).

Cuadro 5: Porcentaje de mortalidad de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio.

Estados de desarrollo	Total	Muertos	% Mortalidad
Huevo	50	2	4.00
Larva I	48	22	45.83
Larva II	26	10	38.46
Pupa *	12	1	8.33

* Diferente cohorte

La mayor mortalidad se observó en larva I, y la que presento el menor fue el estado de huevo. Cabe anotar que la mortalidad en larva I es la

acumulada a lo largo de todo el período. En el cuadro 6, se presentan los resultados de la mortalidad en las dos primeras semanas que se usaron con el experimento Exudados radiculares.

Cuadro 6: Porcentaje de mortalidad en las primeras dos semanas de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio.

Estados de desarrollo	Total	Muertos	% Mortalidad
Larva I	60	7	8.57

Las larvas muertas presentan manchas oscuras en el tórax y abdomen, esto debido a la contaminación por hongos (Amat y col, 2005). Se debe considerar que la mortalidad en larvas puede ser debido al pequeño espacio en que vivían que haya causado estrés en las larvas (Ochoa, 1996).

4.3. Medidas morfológicas

En el cuadro 7 se presenta la medida tomada al ancho de la cápsula cefálica en los tres estadios larvales de *Gymnetis pantherina* bajo condiciones de laboratorio, mantenidos con una dieta de trozos de maíz (Temperatura promedio = 20 °C, HR= 93 %, suelo húmedo mantenido a capacidad de campo durante todo el período de observaciones).

Cuadro 7: Ancho de la cápsula cefálica de larvas de *Gymnetis pantherina* (Burmeister)

Estados de desarrollo	Numero	Promedio \pm D.E. (mm)
Larva I	10	1.35 \pm 0.05
Larva II	10	2.16 \pm 0.05
Larva III	10	4.35 \pm 0.24

El ancho de la cápsula cefálica de los tres estadios larvales que presenta *Gymnetis pantherina* es un indicador en que estadio larval se encuentra el insecto (Eileen, 2006), y de acuerdo a Morón y Deloya 2002, el crecimiento de la larva va a acompañado también de la cápsula cefálica, indico que en el insecto *Peidnota virescens* las cápsulas cefálicas para los tres estadios larvales fueron 2.25, 3.80 y 6.30 mm.

En el cuadro 8 se presenta la longitud del cuerpo de todos los estados de desarrollo: larvas, pupas y adultos de *Gymnetis pantherina* (temperatura = 20°C, HR= 93 %, humedad del suelo mantenidas a capacidad de campo), las larvas alimentadas con tallos de tallo y los adultos con plátano.

Cuadro 8. Longitud y ancho de los estados de larvas, pupa, y adulto de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae).

Estados de desarrollo	Medidas	Número	Promedio \pm D.E. (cm)
Larva I	Largo	10	1.03 \pm 0.05
Larva II	Largo	10	3.01 \pm 0.14
Larva III	Largo	10	3.20 \pm 0.20
Pupa	Largo	10	1.61 \pm 0.06
	Ancho	10	0.88 \pm 0.04
Adulto	Largo	10	2.03 \pm 0.09
	Ancho	10	1.26 \pm 0.06

Las medidas morfológicas son la descripción de la estructura observada, en la cual se toma como referencia dimensiones, formas, según Lyra y col (2010). Estas les sirvieron para evaluar las diferencias entre el ala de *Cochliomya hominivorax* y *macellaria*, el cual demostraron que es un método sencillo y fiable para la identificación de estos insectos. Con las medidas de *Gymnetis pantherina* se da un alcance para la identificación de la especie usando estos parámetros.

En el cuadro 9 se presenta las medidas de largo y ancho de las posturas de *Gymnetis pantherina* mantenidas bajo condiciones de laboratorio (temperatura = 20°C, HR= 93 %, humedad del suelo mantenidas a capacidad de campo)

Cuadro 9: Largo y ancho de huevo de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae)

Estados de desarrollo	Medidas	Promedio \pm D.E. (cm)
Huevo recién ovipuesto	Largo	1.96 \pm 0.05
	Ancho	1.68 \pm 0.04
Huevo máximo desarrollo	Largo	2.61 \pm 0.07
	Ancho	2.37 \pm 0.09

El tamaño del huevo es alrededor de 2 mm de largo y 1.8 mm de ancho, lo que indica una forma esférica regular. Constando con datos según Kumbhar, 2012 que hizo la biología de *Chiloba orientalis* (Coleoptera, Scarabaeidae, cetoniinae) el largo promedio fue de 2.4 cm y el ancho fue de 1.3 cm, siendo este de una forma más ovoide que nuestro huevos de *G. pantherina*.

4.4. Descripciones Morfológicas

4.4.1. Posturas

Son de color blanco cuando recién están ovipuestos, posteriormente cambian de color a un blanco cremoso cuando están listos para eclosionar.

Son colocados debajo de la superficie del suelo, la cual estas escarban con ayuda de sus patas y son colocados de forma individual. La hembra coloca los huevos en lugares húmedos con la finalidad que estos no se resecan.



Figura 34 .Posturas de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) Original del autor.



Figura 35 .Huevo individual de *Gymnetis pantherina* (Burmeister)
(Coleoptera, Scarabaeidae) Original del autor.

4.4.2. Larvas

La larva es de tipo escarabeiforme, cilíndrica y cuando está en reposo tiene forma de “C”, presenta en el tórax tres pares de patas. El color de las larvas es blanco hialino en los primer estadio, luego mientras pasa el tiempo este se torna blanco amarillento y con menos pubescencia. Cuando va a eclosionar toma un color rojizo.



Figura 36. Larva I recién eclosionada de *Gymnetis pantherina*.
Original del autor.

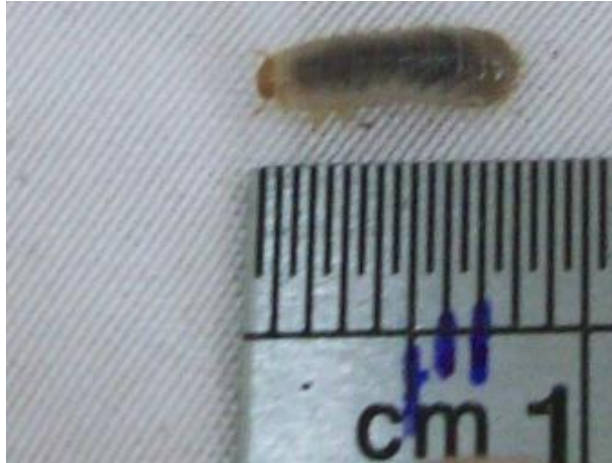


Figura 37. Larva I de *Gymnetis pantherina* de 4 semanas. Original del autor.



Figura 38. Estadio Larval III de *Gymnetis pantherina*. Original del autor.

4.4.2.1. Espiráculos

Los espiráculos de los Scarabaeidae son de color marrón oscuro, regularmente recurvada en forma de “C” (Morón, 2002).



Figura 39. Espiráculos del estadio larval III de *Gymnetis pantherina*. Origen del autor.

4.4.2.2. Cápsula cefálica

En la figura se observa los remanentes de la cápsula cefálica y la exuvia que la acompaña al momento de la muda. El cual se desprende cuando el insecto cambia de estadio larval. El cambio de cápsula cefálica es un indicador de transición de un estadio larval hacia otro (Zuñiga y col, 2011).

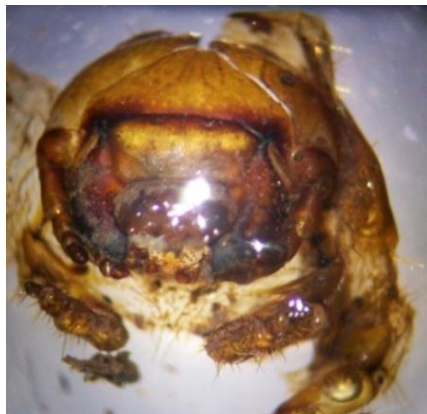


Figura 40. Cápsula cefálica del estadio larval III de *Gymnetis pantherina*. Origen del autor

4.4.2.3. Comportamiento larvas.

Las larvas son de hábitos subterráneos y se alimentan de excrementos, materia orgánica en descomposición, madera podrida, carroña y tallos (www.inbio.ac.cr).

Cuando ingresan las larvas hacia el interior del suelo estas tienden a separarse una de otra, y se ayudan con su cabeza y sus patas de para escarbar en el interior haciendo movimientos ondulatorios cuando ingresan al suelo.

Las larvas se alimentan de raíces y materia orgánica. En una parcela del campus de UPAO II en la cual anteriormente había sido sembrado por maíz, se encontró las larvas alimentándose de residuos de tallos de maíz, las larvas penetraban en el interior del tallo de maíz alimentándose de la parte más blanca.



Figura 41. Larvas III *Gymnetis pantherina* ingresando hacia el interior de la superficie del suelo. Original del autor.

4.4.3. Pupa

La pupa es de tipo exárarate, la coloración al principio es de color amarillenta, al final es más oscura.



Figura 42. Cocón de *Gymnetis pantherina*. Original de autor.

4.4.3.1. Cocón

Según Orozco, 2004, los Cetoniinae, en el tercer estadio larval forman una cámara pupal hecha con tierra y algunas de sus heces. Esta cámara pupal tiene la forma ovalada y está completamente cubierta.



Figura 43. Cocón y pupa expuesta. Original del autor.

4.4.4. Adulto

El insecto adulto es de color rojo cuando recién eclosiona del cocón posteriormente este va cambiando de color hasta tomar el color amarillento



Figura 44. Adulto recién eclosionado. Original de autor.

El adulto posee manchas irregulares negras, grisáceas oscuras y cremas, amarillentas además poseen un pigidio el cual tiene una superficie bastante irregular y muestra abundantes puntuaciones. La cabeza tiene puntuaciones visibles (darnis.inbio.ac.cr, 2013)



Figura 45. Vista dorsal del adulto de *Gymnetis pantherina*. Original de autor.



Figura 46. Vista lateral del adulto de *Gymnetis pantherina*. Original de autor.

4.4.4.1. Comportamiento de adultos

Gymnetis pantherina pertenece a los Cetoniinae, son de hábitos diurnos y se alimenta fundamentalmente de líquidos como exudaciones de árboles, néctar y polen, y principalmente de jugos de frutos maduros o fermentados (inbio.ac.cr, 2013).

Los adultos de *Gymnetis pantherina* fueron colectados alimentándose de las secreciones de la planta de girasol, la cual había tenido un daño mecánico y posteriormente produjo secreciones de color cremosa con burbujas, que servían de alimento a los adultos de *Gymnetis*.

Los adultos permanecen en la superficie alimentándose y solo las hembras profundizan el interior del sustrato para colocar sus posturas.

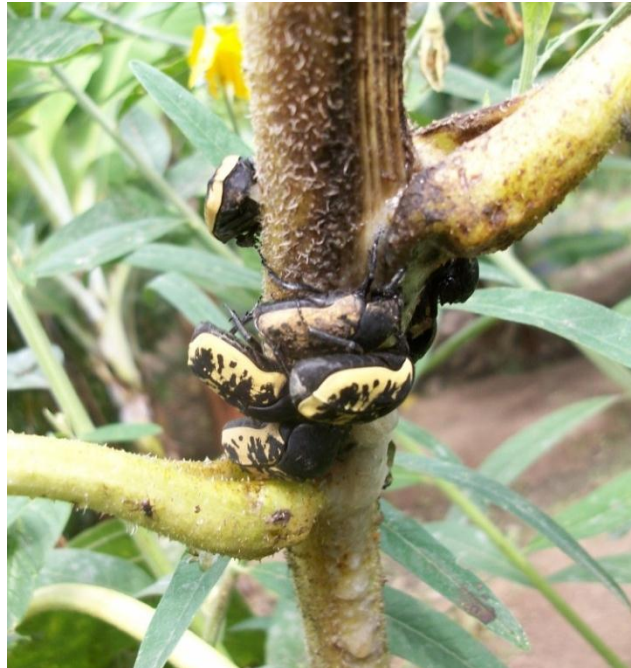


Figura 47. Adultos de *Gymnetis pantherina* alimentándose de secreciones de girasol. Origen del autor.

4.4.4.2. Cópula

Durante la cópula, el macho busca a la hembra para cortejarla el cual se manifiesta cuando las lamelas comienzan a expandirse y moverse, cuando la hembra ha aceptado al macho, éste la sujeta con sus patas delanteras a la hembra por el abdomen y se realiza la cópula, el cual tiene un tiempo de duración de 37 minutos aproximadamente. El lugar de apareamiento que se observó fue sobre la superficie del suelo.

Algunas hembras tuvieron resistencia a la cópula esto se manifestó cuando las hembras daban patadas a los machos, según Guijarro y

Vargas (2009). Cuando el macho corteja a la hembra pero no se produce la copula, estas rechazan mediante tres métodos: dar patadas, levantar el abdomen e inclinar el abdomen hacia abajo.



Figura 48. Adultos durante la copula. Origen del autor

4.5. Parámetros biológicos de la higuera

En el cuadro 10 se presenta el peso unitario de los cinco ecotipos de Higuera (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae), clasificadas de acuerdo al tamaño.

Cuadro 10. Peso de una semilla de los cinco ecotipos de Higuera (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae).

Ecotipo	N	Promedio \pm D.E (g)	
Ecotipo 1	10	0.21 \pm 0.02	a
Ecotipo 2	10	0.43 \pm 0.03	b
Ecotipo 3	10	0.64 \pm 0.12	c
Ecotipo 4	10	0.86 \pm 0.04	d
Ecotipo 5	10	0.94 \pm 0.04	e

Los resultados indican que la semilla del ecotipo número 5 es la semilla que más peso tiene, el ecotipo número 1 es la que posee menos peso. La clasificación de los ecotipos estuvo determinada de acuerdo al tamaño, es decir el ecotipo número 1 fue la semilla más pequeña.

La prueba Duncan demuestra que hay diferencias significativas entre cada ecotipo.



Figura 49. Ecotipos de higuera. Original del autor.

En el cuadro 11 se presenta, los días de germinación de los cinco ecotipos de (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae), sembrados en bolsas de polietileno, y mantenidas a capacidad de campo.

Cuadro 11. Días a la germinación de los cinco ecotipos de Higuera (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae).

Ecotipo	N	Promedio \pm D.E (días)
Ecotipo 1	07	8 \pm 0
Ecotipo 2	08	8.5 \pm 1.31
Ecotipo 3	08	8.6 \pm 0.74
Ecotipo 4	09	9 \pm 0
Ecotipo 5	07	15.7 \pm 6.96

Los resultados indican que los ecotipos números 1, 2, 3 y 4 tuvieron un promedio entre 8 y 9 días de germinación, mientras que el ecotipo número 5 su germinación se alargó bastante, habiendo demorado 15 días.

En el cuadro 12 se presenta la altura de los cinco ecotipos de (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae), sembrados en bolsas de polietileno, y mantenidas a capacidad de campo a los 28 días después de la siembra

Cuadro 12. Altura de plantas de los cinco ecotipos de Higuera (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae).

Ecotipo	N	Promedio \pm D.E (cm)
Ecotipo 1	07	12.50 \pm 2.20
Ecotipo 2	08	18.23 \pm 2.88
Ecotipo 3	08	16.18 \pm 1.82
Ecotipo 4	09	17.72 \pm 2.49
Ecotipo 5	07	9.79 \pm 4.02

Los resultados fueron tomados hasta los 28 días después de haber sembrado las semillas tiempo que demoro para retirar las trampas cilindradas del experimento de exudados radiculares. Los resultados mostraron que el ecotipo 2 es la que posee más altura así también los ecotipos 1, 3 y 4 muestran una altura similar, el ecotipo número 5 es el más pequeño de todos. Es posible que sea el más pequeño por haber tenido más días de germinación lo cual acorto el tiempo de crecimiento para que crezca.

En el cuadro 13 se muestra la proporción del follaje con raíz (los promedios fueron tomadas solo a las plantas que germinaron).

Cuadro 13. Proporción entre el follaje con raíz de los cinco ecotipos de Higuierilla *Ricinus communis* (Euphorbiaceae).

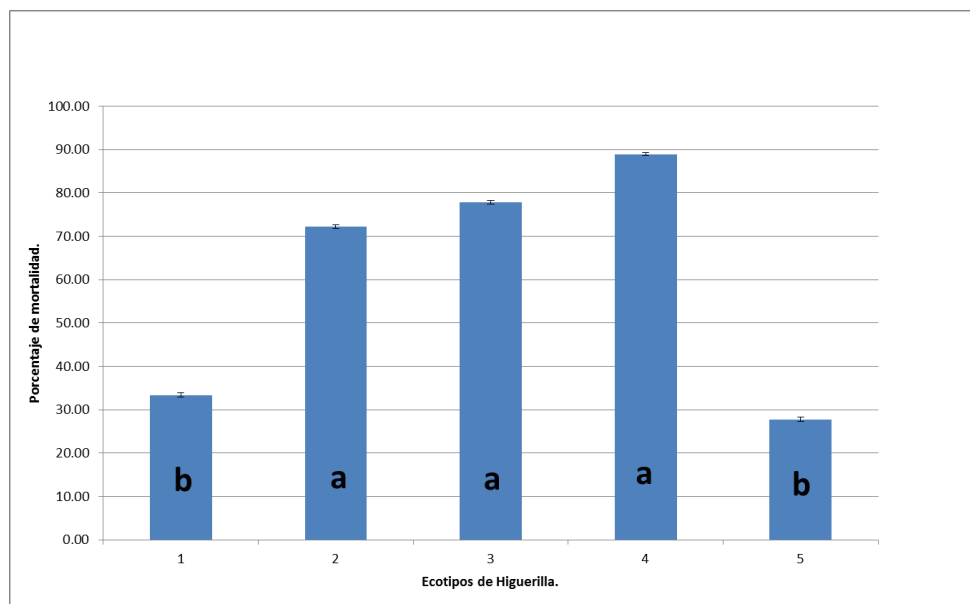
Ecotipo	Peso del follaje	Peso de las raíces	Proporción
Ecotipo 1	4.92	2.03	2.5 :1
Ecotipo 2	9.19	1.84	5 :1
Ecotipo 3	9.66	2.77	3.5 :1
Ecotipo 4	11.19	4.01	3 :1
Ecotipo 5	4.10	0.84	5 :1

La proporción en todos los ecotipos el follaje fue superior a la de la raíz. El ecotipo número 5 fue el que tardo en germinar y es posible que durante este tiempo haya cargado poca masa radicular y haber ganado mayor follaje.

4.6. Efectos de los exudados radiculares

En la figura 52 se presenta el efecto de los exudados radiculares de los cinco ecotipos de (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae) en la sobrevivencia en las larvas de *Gymnetis pantherina* estadio larvas I.

Figura 50. Se presentan los resultados de los exudados radiculares de *Ricinus communis* sobre las larvas de *Gymnetis pantherina*



En la figura se presenta la mortalidad real producto del efecto de los exudados radiculares de higuerrilla *Ricinus communis* sobre las larvas de *Gymnetis pantherina*. El cual se observa que hay una gran diferencia entre los ecotipos 2 3 y 4 y los ecotipo 1 y 5.

4.6.1. Porcentaje de mortalidad corregido

En cuadro 14 Los resultados de mortalidad aplicados con la fórmula de corrección de Schneider-Orelli's. Se usó esta fórmula para corregir la mortalidad real entre la mortalidad de las larvas durante sus dos primeras semanas (cuadro 6) con la mortalidad encontrada en los exudados radiculares (figura 50).

Cuadro 14. Porcentaje de mortalidad de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) corregida con la fórmula de Schneider-Orelli's.

Ecotipo	% Mortalidad
Ecotipo 1	27.08
Ecotipo 2	69.62
Ecotipo 3	75.70
Ecotipo 4	87.85
Ecotipo 5	21.01

En la figura se puede observar una mortalidad diferencial de los ecotipos de higuera sobre las larvas de primer estadio larval. El ecotipo 1 que es silvestre y el de menor tamaño de semilla junto con el ecotipo 5 de gran tamaño, muestran un bajo efecto sobre las larvas (alrededor de 25%) a diferencia de los otros ecotipos 2, 3 y 4 que mostraron una alta mortalidad entre el 70 a 90%).

En el cuadro 15 se muestran diferencias de las raíces de *Ricinus communis* que lograron penetrar en el interior de la trampa cilíndrica.

Cuadro 15. Peso de raíces que lograron penetrar la trampa cilíndrica, durante el experimento de exudados radiculares, significancia 0.05.

Ecotipo	Peso (gramos) \pm D.E	
Ecotipo 4	0.19 \pm 0.09	a
Ecotipo 3	0.19 \pm 0.16	a
Ecotipo 2	0.10 \pm 0.10	ba
Ecotipo 1	0.03 \pm 0.04	b
Ecotipo 5	0.04 \pm 0.07	b

Letras diferentes en la misma columna indican diferencias estadísticas significativas según la Prueba de Duncan.

Los exudados radiculares de cultivares mejorados presentan mayores componentes químicos y el efecto que ejercen sobre organismo, son mayores a los del cultivar común (Yuxiang *et al.*, 2008), (Nóbrega *et al.*, 2005) y (Huang y col, 2008). En el experimento se pudo constatar que el ecotipo número 1 tuvo poco efecto, siendo este el ecotipo común, así mismo el ecotipo número 5 también presentó bajo efecto, debido a que tardó más días en germinar y no tuvo una suficiente carga radicular para poder penetrar la trampa cilíndrica.

Los ecotipos 4, 3 y 2 se encontraron una gran cantidad de raíces que habían desarrollado en el interior de la trampa cilíndrica, por tal motivo los resultados que obtuvimos en la mortalidad de los exudados sobre las larvas se hallaron también en las plantas 4, 3 y 2. Una hipótesis que maneja es que la larva tiene que estar expuesta a una gran cantidad de

raíces para que el efecto sea “óptimo”, en el interior de la trampa cilíndrica el insecto se movió hasta encontrarse con las raíces de Higuierilla y este se alimentó (herbivoría), la planta de higuierilla activo mecanismos de defensa secretando exudados radiculares, los cuales por mecanismo de acción desconocido indujeron a la mortalidad de las larvas. Según (Blossey & Hunt, 2003) la herbivoría radicular promueve la exudación en la raíz de compuestos químicos caso similar ocurre cuando la herbivoría ocurre en la parte aérea (Thelen y col., 2005), este fenómeno también se da a nivel microorganismo, el oomicete *Phytophthora cinnamoni* promueve en albahaca la exudación de compuestos antimicrobiales (Bais y col., 2002), en la planta *Lithospermum erythrorhizon* producen células específicas de naftoquinonas pigmentadas que tienen actividad contra bacterias y hongos (Brigham y col, 1999). Se ha observado también las interacciones entre planta-planta, como es el caso de la presencia de hierbas gramíneas alrededor de sorgo han estimulado la liberación de exudados radiculares (Dayan, 2006); en el cultivo arroz estas interacciones químicas son similares (Kong y col, 2006).

Otra hipótesis que se asume es que los exudados radiculares son liberados en el suelo y estos pueden combinarse con agua y otros componentes químicos presentes en el suelo, ocasionando la creación de compuestos químicos más tóxicos contra organismo, y pueden que el mecanismo de acción solamente pudo haber sido el contacto con esta solución química (Franz Hadacek, comunicación personal).

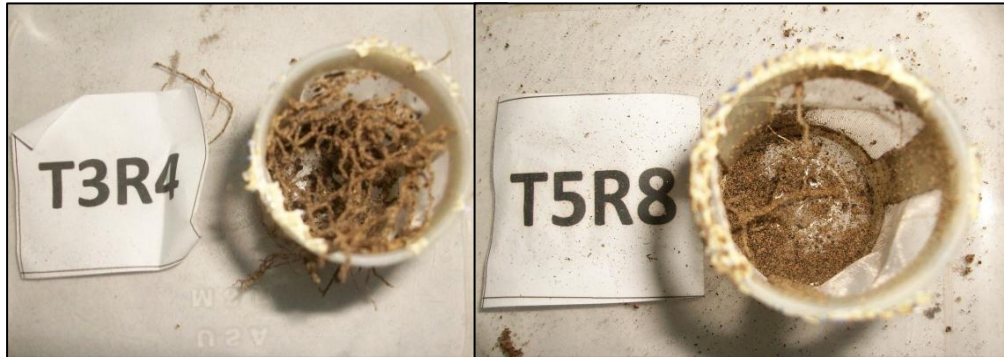


Figura 51. Diferencias entre las raíces que penetraron en el interior de la trampa cilíndrica. Origen Del autor.

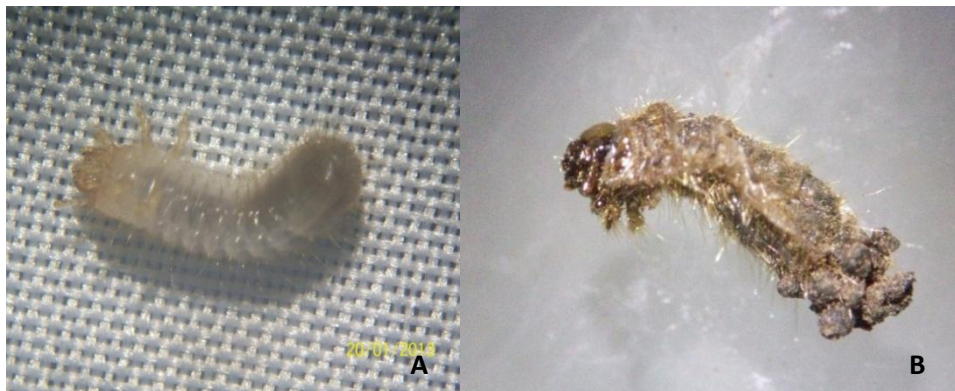


Figura 52. Diferencias entre larvas. A: Larva sana de primer estadio de *Gymnetis phantherina*. B: larva afectada por los exudados radiculares de Higuierilla. Origen Del autor.

V. CONCLUSIONES

1. Todos los ecotipos de higuera *Ricinus communis* tuvieron un efecto alelopático sobre las larvas de primer estadio de *Gymnetis pantherina*, el rango de mortalidad registrado oscila entre el 30 y 90 %.
2. Los ecotipos 2, 3 y 4 de *Ricinus communis* tuvieron mayor desarrollo radicular y presentaron mayor mortalidad sobre las larvas de *Gymnetis pantherina*.
3. Los estados de desarrollo de *Gymnetis pantherina* bajo condiciones de laboratorio tuvieron una duración de 14.19 ± 0.57 días (huevo), 38.54 ± 1.88 días (larva I), 197.06 ± 25.57 (larva II) y 47.36 ± 10.58 (pupa).
4. Los cinco ecotipos de higuera presentan una gran diferenciación en el tamaño de semillas y proporción follaje/raíces.

VI. RECOMENDACIONES

1. Investigar el efecto alelopático de otras variedades y ecotipos de higuera.
2. Adicionalmente se deben hacer pruebas si los componentes químicos puedan interferir con el manejo de cultivo específico.
3. Se deben investigar los componentes químicos que libera la planta de *Ricinus communis* por la raíz, con el propósito que en un futuro se podría aislar e identificar que componentes son los que se podrían sintetizar y usarlos como insecticidas naturales.
4. Se recomienda realizar estudios adicionales para completar el ciclo de desarrollo de *Gymnetis pantherina* pero usando temperaturas controladas.

VII. BIBLIOGRAFÍA

1. Agnihotri N., 1999, Pesticide safety evaluation and monitoring. Indian Agricultural Research Institute. New Delhi, pp 9-23.
2. Alford, D., 2007. Pests of Fruit Crops, Mason Publishing, London, pp 127.
3. Amat G., Gasca H. y Amat E., 2005, Guía para la cría de escarabajos, Primera edición, universidad Nacional de Colombia, pp 23.
4. Anaya, A. 2003, Ecología Química, Editorial Plaza y Valdés, Primera Edición, Mexico, pp 259.
5. Arboleda F., Guzman O. y Restrepo J., 2010, Efecto in vitro de extractos acuosos de higuera (*Ricinus communis* Linneo) sobre el nematodo barrenador (*Radopholus similis* (Coob) Thorne), Revista Agronomía, 18. Vol 2, 25.36.
6. Arpel-IICA, 2009, Manual de Biocombustibles, Asociación regional de empresas de petróleo y gas natural en Latinoamérica y el caribe, Uruguay, pp 140.
7. Badri D., Vivanco J., 2009, Regulation and function of root exudates, Plant, cell and environment, pp 666-681.

8. Bais H., Walker T., Schweizer H., Vivanco J., 2002, Root specific elicitation and antimicrobial activity of rosmarinic acid in hairy root cultures of sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). *Plant Physiol. Biochem.* 40:9837.
9. Bais H., Weir T., Perry L., Gilroy S., Vivanco J., 2006, The roles of root exudates in Rhizosphere Interactions with plants and other organism, *Annu Rev Plant Biol.* 57:233-66.
10. Barbara W. E., 1997 *Organic Pest & Disease Control: How to Grow a Healthy, Problem-Free Garden*, Houghton Mifflin Harcour, pp 39.
11. Blossey B and Hunt T, 2003, Belowground herbivory by insect: influence on plants and aboveground herbivores, *Annu. Rev. Entomol.* 48:521-47, pp 529.
12. Brigham L., Michaels P. y Flores H., 1999, Cell-specific production and antimicrobial activity of naphthoquinones in roots of *Lithospermum erythrorhizon*. *Plant Physiol.* 119:417–28.
13. Capinera J. L, 2008, *Encyclopedia of Entomology*, Springer, 2nd Edition, USA, pp 3971.
14. Capó Martí, 2006, *Toxinología clínica, alimentaria y ambiental*, UCM Editorial complutense, Madrid, pp 07.
15. Chittaranjan Kole, 2011, *Wild crop Relatives: Genomic and Breeding Resources*: Oliseeds, Springer, London, pp 254.

16. Collavino M., Pelicano A. y Gimenez R., 2006, Actividad insecticida de *Ricinus communis* L. Sobre *Plodia interpunctella* Hbn. (Lepidoptera: Phycitinae), Rev. FCA UNCuyo. Tomo XXXVIII. N° 1. 13-18.
17. Dayan F., 2006, Factors modulating the levels of the allelochemical sorgoleone in *Sorghum bicolor* L., Planta, Jul; 224(2):339-346.
18. Ferrer A., 2003, Intoxicación por plaguicidas, Anales de Sanidad y Consumo de Navarra; 26 (Supl. 1): 155-171.
19. Ghidui G., 2006, White Grubs, Rutgers Cooperative Research & Extension N.J. Agricultural Experiment Station Rutgers, The State University Of New Jersey New Brunswick.
20. Gnanamanickam S., 2007, Plant-Associated Bacteria, Springer, Netherlands, pp 03.
21. Guijarro H. y Vargas G., 2009, Sistema de apareamiento de *Omophlus picipes* (Coleoptera: Tenebrionidae) en el sureste de España, Zool. Baetica, 20: 73-83.
22. Hadlington P., Johnston J., 1998, Introduction to Australian Insects Revised Edition, University of the South Coast, Revised edition, pp 49.
23. Huang Benli, Yundong Xu, Ye Wu, Shunqi Zhang, Xuehao Chen, 2008, Effect of root exudates of different resistant varieties of cucumber on fusarium wilt and preliminary studies on their

resistance mechanism, *Frontiers of Agriculture in China* Volume 2, pp 61- 65.

24. Kong C, Li H., Hu F., Xu h and Wang P, 2006, Allelochemicals released by rice roots and residues in soil. *Plant Soil*, 288, 47-56.
25. Kumbhar S., Mamlayya A., Patil S. and Bhawane G., 2012, Department of Zoology, Shivaji University, India, *Journal of Insect Science: Vol. 12 | Article 127*.
26. Lyra M., L. Hatadani A. de Azeredo y L. Klaczko. 2010. Wing morphometry as a tool for correct identification of primary and secondary New World screwworm fly. *Bulletin of Entomology Research*, 100(1): 19-26.
27. Morón M., Deloya C., 2002, Observaciones sobre el ciclo de vida de *Pelidnota (pelidnota) virescens* Burmeister (Coleoptera: Melolonthidae; Rutelinae), *Acta Zool. Mex. (n.s.)* 85: 109-118, Mexico.
28. Nóbrega F., Santos I., Cunha M., Carvalho A. y Gomes V., 2005, Antimicrobial proteins from cowpea root exudates: inhibitory activity against *Fusarium oxysporum* and purification of a chitinase-like protein, *Plant and Soil* volume 272, pp 223-232.
29. Ochoa Osear, 1966, Ciclo Biológico, Morfología y Comportamiento de *Heterogomphus Ochoai* Martínez, (Coleop.: Scarabaeidae, Dynastinae), *Revista Peruana de Entomlogia*, Vol 17 N° 1, pp 3-9.

30. Oliveros A., Macías F., Carrera C., Martín D. y Molinillo J., 2009, "Exudados de la raíz y su relevancia actual en las interacciones alelopáticas", *Quim Nova* Vol 32, No 1, pp 198 – 213.
31. Orozco J. y Pardo L., 2004, Description of immature stages of three species of American Cetoniinae (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae), *Zootaxa*.
32. Pacheco S., Cinthia, 2009, Efecto del extracto hidroetanolico de Higuera *Ricinus communis* L. sobre el adulto del picudo del agave *Scyphorhynchus acunpuctatus* Gyllenhal, Tesis Maestria, Instituto Politecnico Nacional, Yautepec,
33. Palma T. Rodrigo, 2004, Relaciones entre densidades larvales de *Hylamorpha elegans* (Burmeister) (Coleoptera: Scarabaeidae), y el establecimiento y desarrollo de la especie Pratinense *Lolium perene* L. Universidad Austral de Chile, Tesis, Licenciatura, Chile.
34. Parés R. y Juárez A., 1997, Bioquímica de los microorganismos, Editorial Reverté, España, pp 311.
35. Pita R, Anadón A. y Martínez-Larrañaga M, 2004, Ricina: una fitotoxina de uso potencial como arma, *Rev Toxicol*, 21: 51-63.
36. Procisur IICA, 2007, Metodología para optimizar el análisis de materias primas para biocombustibles en los países del cono sur, Uruguay, Editorial papers, pp51-52.
37. Ramos M., Gutierrez S., Zavala M., Rodriguez. C., Mahuku G., 2009, Actividad de extractos acuosos de *Ricinus communis* y de *Azadirachta indica* contra *Spodoptera frugiperda*, xsimposio

internacional y V congreso nacional de agricultura sostenible, Chiapas Mexico.

38. Rodríguez C., 2007, Sistematización de las Experiencias en el Manejo De La Gallina Ciega *Phyllophaga sp.*, (Coleoptera: Scarabaeidae), En El Cultivo De Esparrago (*Asparagus officinalis* L.), En La Agroexportadora Agrícola Agroverde, S.A., Parramos Chimaltenango, Tesis De Grado, Guatemala.
39. Sagardoy M., Mandoles M., 2004, Biología del suelo, Editorial de la Universidad nacional del Sur. Ediuns, pp 57.
40. Shannon Philip y Carballo Manuel, 1994, Biología y Control de *Phyllophaga spp*, PRIAG, Costa rica, pp 114.
41. Sitte P., Weiler E., Kadereit J., Bresinsky A. y Körner C., 2000, Strasburger Tratado de botánica, 35^a. edición, Editorial Omega, pp 200.
42. Taiz Lincoln y Zeigner E., 2006, Fisiología Vegetal, Universidad Jaume, España, pp 534.
43. Thelen Giles, Vivanco Jorge, Newingham Beth, Good William, Bais, Harsh, Landres Peter, Caesar Anthony y Callaway Ragan, 2005, Insect herbivory stimulates allelopathic exudation by an invasive plant and the suppression of natives, Ecology Letters 8: 209–217.
44. GEO América Latina y el Caribe: perspectivas del medio ambiente 2003, Editorial PNUMA, Mexico, pp 46.

45. Vinueza S., Crozzoli R., Perichi G., 2006, Evaluación invitro de extractos acuosos de plantas para el control del nematodo agallador *Meloidogyne incognita*, Ftiopatol.Venez. vol 19, N° 2, pp 26-31.
46. Vivanco J., Cosio E., Loyola V., Flores H., 2005, Mecanismos químicos de defensa en las plantas, Investigación y ciencia, pp 68-76.
47. Yuxiang W., Weiping F., Shuijin Z., Kuiying J, Daofan J, 2008, The effects of cotton root exudates on the growth and development of *Verticillium dahlia*, Front. Agric. China, 2(4): 435-440.
48. Zúñiga Alfredo, Angulo Andrés, Rebolledo Ramón, Navarro María, 2011, Comparación de estadios larvales de *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) mediante longitud de cápsula cefálica y distancia entre setas frontale, Idesia vol.29 no.3 Arica dic. Chile.

Páginas de internet:

1. Estudio entomológico. s/f.
http://www.inbio.ac.cr/diquis/index.php?option=com_content&view=article&id=12&Itemid=18 - Leído el 26-02-2013.
2. *Gymnetis difficilis*
<http://darnis.inbio.ac.cr/FMPro?-DB=ubipub.fp3&-lay=WebAll&-Format=/ubi/detail.html&-Op=bw&id=5035&-Find>, leído 26 de febrero del 2013.

3. Familia: Scarabaeidae (Scarabs)
[http://insects.oeb.harvard.edu/Caribbean/Field%20guides/Field GuidesDone/Coleoptera/pdfs/Scarabaeidae.pdf](http://insects.oeb.harvard.edu/Caribbean/Field%20guides/Field%20GuidesDone/Coleoptera/pdfs/Scarabaeidae.pdf), leído 26 febrero 2013.

4. Alelopatía. (www.international-allelopathy-society.org)
 Leído 26 de febrero del 2013.

5. Eileen A., 2006. Sugarcane Grub, *Tomarus subtropicus* Blatchley (Insecta: Coleoptera: Scarabaeidae), Department of Entomology and Nematology,
http://entnemdept.ufl.edu/creatures/orn/turf/sugarcane_grub.htm. Leído 2013.

6. *Gymnetis pantherina* Burmeister
<http://www.biovirtual.unal.edu.co/ICN/?controlador=ShowObject&accion=show&id=410426> /(Leído 20 de junio 2013), Leído, 15 agosto 2013.

7. Daño en alcachofa

<http://www.agrobanco.com.pe/data/uploads/ctecnica/003-a-alcachofa.pdf>, Leído, 15 agosto 2013.

8. USDA-*Ricinus communis*

<http://plants.usda.gov/core/profile?symbol=rico3>, Leído, 21-09-2013.

Cuadro. 17 Ciclo de desarrollo en las primeras dos semanas de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio (Temperatura promedio: 20 °C, HR= 93%).

larva	7 dias	14 dias
1	1	1
2	1	1
3	1	1
4	1	1
5	1	1
6	1	1
7	1	1
8	1	0
9	1	1
10	1	1
11	1	1
12	1	1
13	1	1
15	1	1
16	1	1
17	1	1
18	1	1
19	1	1
20	1	1
21	1	1
22	1	1
23	1	1
24	1	1
25	1	1
26	1	0
27	1	1
28	1	0
29	1	1
30	1	1
31	1	1
32	1	1
33	1	1
34	1	1
35	1	1
36	1	1
37	1	0
38	1	1
39	1	0
40	1	1
41	1	1
42	1	1
43	1	1
44	1	1
45	1	1
46	1	1
47	1	1
48	1	1
49	1	1
50	1	1
51	1	1
52	1	1
53	1	1
54	1	1

Cuadro. 17 Ciclo de desarrollo en las primeras dos semanas de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio (Temperatura promedio: 20 °C, HR= 93%) (Continuación)

55	1	1
56	1	1
57	1	1
59	1	1
60	1	1

Fecha de instalación:

04-01-2013

Leyenda: 0: Murió

1: Vivió

Las posturas 14 y 58 nunca eclosionaron

Cuadro 18. Ciclo de desarrollo del estado de pupa de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) Coleoptera, Scarabaeidae) bajo condiciones de laboratorio (Temperatura promedio: 20 °C, HR= 93%).

Pupa	Inicio	Fin	Número de días
1	30/03/2013	27/04/2013	28
2	02/04/2013	15/05/2013	43
3	20/03/2013	06/05/2013	47
4	20/03/2013	08/05/2013	49
5	22/03/2013	13/05/2013	52
6	02/06/2013	27/07/2013	55
7	03/06/2013	02/08/2013	60
8	01/07/2013	01/08/2013	31
9	01/07/2013	16/08/2013	46
10	02/06/2013	M	
11	04/06/2013	05/08/2013	62
12	16/06/2013	03/08/2013	48

Cuadro 19: Ancho de la cápsula cefálica de larvas de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) tomadas a 10 individuos.

Ancho cápsula cefálica (mm)												
Estado de desarrollo	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7	R8	R9	R10	Promedio	D.S
Larva 1	1.4	1.3	1.3	1.4	1.4	1.4	1.3	1.4	1.3	1.3	1.35	0.05
Larva 2	2.1	2.2	2.2	2.1	2.1	2.2	2.2	2.2	2.1	2.2	2.16	0.05
Larva 3	4	4.5	4.5	4	4.5	4.5	4.5	4.5	4	4.5	4.35	0.24

Cuadro 20. Longitud y ancho de los estados de larvas, pupa, y adulto de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) tomadas a 10 individuos.

Estado de desarrollo	Medidas (cm)	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7	R8	R9	R10	Promedio	D.S
Larva 1	largo	1.1	1.1	1	1	1	1	1	1	1.1	1	1.03	0.05
Larva 2	largo	3.1	3.2	3.2	3	2.8	3.1	3	2.8	3	2.9	3.01	0.14
Larva 3	largo	3.3	3.4	3.2	2.7	3.2	3.2	3.2	3.1	3.3	3.4	3.2	0.20
Pupa	largo	1.7	1.6	1.6	1.5	1.6	1.7	1.6	1.6	1.6	1.6	1.61	0.06
	Ancho	0.9	0.9	0.9	0.8	0.9	0.9	0.8	0.9	0.9	0.9	0.88	0.04
Adulto	largo	2.2	2.15	2	1.95	2	2	1.9	2	2.05	2.01	2.03	0.09
	Ancho	1.3	1.2	1.3	1.3	1.3	1.2	1.25	1.35	1.2	1.2	1.26	0.06

Cuadro 21. Largo y ancho de huevo de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae) tomadas a 10 individuos.

Estado	Medida (mm)	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7	R8	R9	R10	Promedio	D.E
Huevo recién ovipuesto	largo	2	1.9	2	1.9	1.9	2	2	2	1.9	2	1.96	0.05
	ancho	1.7	1.7	1.7	1.6	1.7	1.6	1.7	1.7	1.7	1.7	1.68	0.04
Huevo máximo desarrollo	largo	2.5	2.6	2.6	2.5	2.7	2.6	2.6	2.6	2.7	2.7	2.61	0.07
	ancho	2.3	2.3	2.3	2.4	2.5	2.3	2.3	2.3	2.5	2.5	2.37	0.09

Cuadro 22. Largo y ancho de larva I recién eclosionada de *Gymnetis pantherina* (Burmeister) (Coleoptera, Scarabaeidae).

Estado	Medida (cm)	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7	R8	R9	R10	Promedio	D.E
larva I	largo	0.45	0.45	0.45	0.4	0.45	0.4	0.45	0.45	0.45	0.40	0.435	0.02

Cuadro 23. Análisis de varianza para el peso de una semilla de los cinco ecotipos de Higuierilla (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae).

ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Prueba bilidada	Valor crítico para F
Entre grupos	3.672832	4	0.918208	239.379874	1.0585E-29	2.57873918
Dentro de los grupos	0.17261	45	0.003835778			
Total	3.845442	49				

Cuadro 24. Prueba Duncan para el peso de una semilla de los cinco ecotipos de Higuierilla (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae).

Ecotipo	N	Subconjunto				
		1	2	3	4	5
E1	10	.2060				
E2	10		.4320			
E3	10			.6380		
E4	10				.8620	
E5	10					.9390
Sig.		1.000	1.000	1.000	1.000	1.000

b. Alfa = 0.05.

Cuadro 25. Días a la germinación de los cinco ecotipos de Higuierilla (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae).

Tratamientos	Siembra	Germinación	Días de germinación
T1R1	23/02/2013	03/03/2013	8
T1R2	23/02/2013	03/03/2013	8
T1R3	23/02/2013	03/03/2013	8
T1R4	23/02/2013	03/03/2013	8
T1R5	23/02/2013	*	*
T1R6	23/02/2013	*	*
T1R7	23/02/2013	03/03/2013	8
T1R8	23/02/2013	03/03/2013	8
T1R9	23/02/2013	03/03/2013	8
T2R1	23/02/2013	03/03/2013	8
T2R2	23/02/2013	06/03/2013	11
T2R3	23/02/2013	05/03/2013	10
T2R4	23/02/2013	02/03/2013	7
T2R5	23/02/2013	03/03/2013	8
T2R6	23/02/2013	03/03/2013	8
T2R7	23/02/2013	03/03/2013	8
T2R8	23/02/2013	*	*
T2R9	23/02/2013	03/03/2013	8
T3R1	23/02/2013	03/03/2013	8
T3R2	23/02/2013	03/03/2013	8
T3R3	23/02/2013	04/03/2013	9
T3R4	23/02/2013	04/03/2013	9
T3R5	23/02/2013	03/03/2013	8
T3R6	23/02/2013	*	*
T3R7	23/02/2013	05/03/2013	10
T3R8	23/02/2013	04/03/2013	9
T3R9	23/02/2013	03/03/2013	8
T4R1	23/02/2013	04/03/2013	9
T4R2	23/02/2013	04/03/2013	9
T4R3	23/02/2013	04/03/2013	9
T4R4	23/02/2013	04/03/2013	9
T4R5	23/02/2013	04/03/2013	9
T4R6	23/02/2013	04/03/2013	9
T4R7	23/02/2013	04/03/2013	9
T4R8	23/02/2013	04/03/2013	9
T4R9	23/02/2013	04/03/2013	9
T5R1	23/02/2013	*	*
T5R2	23/02/2013	10/03/2013	15
T5R3	23/02/2013	08/03/2013	13
T5R4	23/02/2013	21/03/2013	26
T5R5	23/02/2013	03/03/2013	8
T5R6	23/02/2013	05/03/2013	10
T5R7	23/02/2013	14/03/2013	19
T5R8	23/02/2013	14/03/2013	19
T5R9	23/02/2013	*	*

* Semilla nunca germino

Cuadro 26. Medidas tomadas a la altura de plantas de los cinco ecotipos de Higuierilla (*Ricinus communis*) (Euphorbiaceae).

Tratamientos	siembra	Altura (cm)				
		07/03/2013	11/03/2013	15/03/2013	19/03/2013	23/03/2013
T1R1	23/02/2013	4	7.5	9	10.5	11.5
T1R2	23/02/2013	3	5.5	8.5	9.5	10.5
T1R3	23/02/2013	4.5	7.5	9.5	11	12
T1R4	23/02/2013	4	7.5	9.5	11	12
T1R5	23/02/2013	*	*	*	*	*
T1R6	23/02/2013	*	*	*	*	*
T1R7	23/02/2013	3	6	7	10	11
T1R8	23/02/2013	3	5	10	11	13.5
T1R9	23/02/2013	3.5	5	11	15	17
T2R1	23/02/2013	6.5	12	15.5	17.5	19
T2R2	23/02/2013	5.3	10	11.5	15.5	16
T2R3	23/02/2013	6	11	18	19	20
T2R4	23/02/2013	7	14	18	21	22.6
T2R5	23/02/2013	5	10	13.5	15.5	18.5
T2R6	23/02/2013	6	12.5	16.5	17	19.5
T2R7	23/02/2013	5.5	10	13.5	15.5	17.2
T2R8	23/02/2013	*	*	*	*	*
T2R9	23/02/2013	4	8	9	11	13
T3R1	23/02/2013	5.5	11	14	16	17.5
T3R2	23/02/2013	4.5	10.2	14	16.5	17.5
T3R3	23/02/2013	3	7.5	9	11	12.5
T3R4	23/02/2013	4.5	10	14.5	15.5	16.5
T3R5	23/02/2013	6	12	14.5	16	17
T3R6	23/02/2013	*	*	*	*	*
T3R7	23/02/2013	4	7.5	11	14	15
T3R8	23/02/2013	5	9.5	11.5	14	15.4
T3R9	23/02/2013	5	11.5	14	15.5	18
T4R1	23/02/2013	6.5	12	15.1	18	19.5
T4R2	23/02/2013	7	12.5	15	17	18
T4R3	23/02/2013	6	11	14.5	16	18.5
T4R4	23/02/2013	5	8.2	9.5	11	11.5
T4R5	23/02/2013	6	11	14.5	16.5	17.5
T4R6	23/02/2013	6	12	14	16	19
T4R7	23/02/2013	7	13	16	18	20
T4R8	23/02/2013	5	10.5	14.5	17	18
T4R9	23/02/2013	6	11	14.5	17	17.5
T5R1	23/02/2013	*	*	*	*	*
T5R2	23/02/2013	2.5	5	9.5	10	10.5
T5R3	23/02/2013	3	6	10	12	13.5
T5R4	23/02/2013	0	0	0	0	2
T5R5	23/02/2013	3.5	8	10	12.5	13.5
T5R6	23/02/2013	3	7	10	10.5	11.5
T5R7	23/02/2013	0	0	6	7	7.5
T5R8	23/02/2013	0	0	5.5	8	10
T5R9	23/02/2013	*	*	*	*	*

* Semilla nunca germino.

Cuadro 27. Observaciones del experimento Exudados radiculares.

Tratamientos	Repeticiones	Observación
T1	1A	1
T1	1B	0
T1	2A	1
T1	2B	1
T1	3A	0
T1	3B	0
T1	4A	0
T1	4B	1
T1	5A	1
T1	5B	1
T1	6A	1
T1	6B	1
T1	7A	0
T1	7B	0
T1	8A	1
T1	8B	1
T1	9A	1
T1	9B	1
T2	1A	0
T2	1B	0
T2	2A	0
T2	2B	0
T2	3A	0
T2	3B	0
T2	4A	1
T2	4B	0
T2	5A	0
T2	5B	0
T2	6A	1
T2	6B	0
T2	7A	0
T2	7B	0
T2	8A	1
T2	8B	1
T2	9A	1
T2	9B	0
T3	1A	0
T3	1B	0
T3	2A	0
T3	2B	0
T3	3A	1
T3	3B	1
T3	4A	0
T3	4B	0
T3	5A	0
T3	5B	0
T3	6A	1
T3	6B	1

Cuadro 27. Observaciones del experimento Exudados radiculares.
(Continuación)

T3	7A	0
T3	7B	0
T3	8A	0
T3	8B	0
T3	9A	0
T3	9B	0
T4	1A	0
T4	1B	0
T4	2A	1
T4	2B	1
T4	3A	0
T4	3B	0
T4	4A	0
T4	4B	0
T4	5A	0
T4	5B	0
T4	6A	0
T4	6B	0
T4	7A	0
T4	7B	0
T4	8A	0
T4	8B	0
T4	9A	0
T4	9B	0
T5	1A	1
T5	1B	1
T5	2A	1
T5	2B	0
T5	3A	0
T5	3B	0
T5	4A	1
T5	4B	1
T5	5A	0
T5	5B	0
T5	6A	1
T5	6B	1
T5	7A	1
T5	7B	1
T5	8A	1
T5	8B	1
T5	9A	1
T5	9B	1

Leyenda: 0: murió

1: vivio

Cuadro 28. Peso de raíces que lograron penetrar la trampa cilíndrica, durante el experimento de exudados radiculares.

Tratamientos	fresco (gr)
T1R1	0.05
T1R2	0
T1R3	0.12
T1R4	0.03
T1R5	0
T1R6	0
T1R7	0.09
T1R8	0.01
T1R9	0
T2R1	0.05
T2R2	0.06
T2R3	0.17
T2R4	0
T2R5	0.31
T2R6	0.1
T2R7	0.17
T2R8	0
T2R9	0.05
T3R1	0.21
T3R2	0.26
T3R3	0.06
T3R4	0.41
T3R5	0.06
T3R6	0
T3R7	0.47
T3R8	0.16
T3R9	0.07
T4R1	0.28
T4R2	0.02
T4R3	0.11
T4R4	0.19
T4R5	0.14
T4R6	0.27
T4R7	0.22
T4R8	0.22
T4R9	0.28
T5R1	0
T5R2	0
T5R3	0.12
T5R4	0
T5R5	0.06
T5R6	0
T5R7	0.19
T5R8	0
T5R9	0

Cuadro 29. Análisis de varianza para para las raíces que lograron penetrar la trampa cilíndrica, durante el experimento de exudados radiculares, significancia 0.05.

ANÁLISIS DE VARIANZA						
<i>Origen de las variaciones</i>	<i>Suma de cuadrados</i>	<i>Grados de libertad</i>	<i>Promedio de los cuadrados</i>	<i>F</i>	<i>Prueba bilidad</i>	<i>Valor crítico para F</i>
Entre grupos	0.0003685	4	9.214E-05	0.004	0.9999	2.641465
	6			21606	6265	19
Dentro de los grupos	0.7649072	35	0.02185449			
	6					
Total	0.7652758	39				
	2					

Cuadro 30. Prueba Duncan para para las raíces que lograron penetrar la trampa cilíndrica, durante el experimento de exudados radiculares, significancia 0.05.

Tratamiento	N	Subconjunto	
		1	2
T5	9	.1169	
T1	9	.1287	
T2	9	.2734	.2734
T3	9		.4040
T4	9		.4392
Sig.		.093	.076

b. Alfa = 0.05.

Cuadro 31. Peso del follaje fresco de la planta de Higuierilla, durante el experimento de exudados radiculares.

Tratamientos	fresco (gr)
T1R1	3.35
T1R2	3.69
T1R3	3.55
T1R4	4.43
T1R5	0
T1R6	0
T1R7	2.72
T1R8	7.9
T1R9	8.83
T2R1	8.94
T2R2	7.9
T2R3	8.16
T2R4	12.02
T2R5	7.03
T2R6	11.6
T2R7	8.45
T2R8	0
T2R9	9.42
T3R1	11.96
T3R2	11.36
T3R3	7.49
T3R4	9.74
T3R5	11.13
T3R6	0
T3R7	5.74
T3R8	9.56
T3R9	10.31
T4R1	15.52
T4R2	10.59
T4R3	14.02
T4R4	8.03
T4R5	9.7
T4R6	9.64
T4R7	12.19
T4R8	10.79
T4R9	10.22
T5R1	0
T5R2	3.57
T5R3	6.7
T5R4	1.94
T5R5	5.21
T5R6	1.1
T5R7	5.4
T5R8	4.77
T5R9	0

Cuadro 32. Peso raíz fresco de los cinco ecotipos de Higuierilla *Ricinus communis* (Euphorbiaceae).

Tratamientos	fresco (gr)
T1R1	2.02
T1R2	1.93
T1R3	0.87
T1R4	2.22
T1R5	0
T1R6	0
T1R7	1.21
T1R8	2.88
T1R9	3.09
T2R1	1.38
T2R2	1
T2R3	2.31
T2R4	1.14
T2R5	1.58
T2R6	4.51
T2R7	1.39
T2R8	0
T2R9	1.4
T3R1	2.18
T3R2	2.3
T3R3	3.51
T3R4	3.11
T3R5	2.52
T3R6	0
T3R7	1.04
T3R8	3.29
T3R9	4.24
T4R1	3.94
T4R2	2.22
T4R3	7.45
T4R4	3.69
T4R5	2.08
T4R6	2.8
T4R7	9
T4R8	2.21
T4R9	2.72
T5R1	0
T5R2	0.73
T5R3	1.22
T5R4	1.33
T5R5	0.75
T5R6	0.07
T5R7	1.03
T5R8	0.74
T5R9	0

Trampas cilíndricas de exudados radiculares

La trampa cilíndrica en su superficie lateral tiene tres ventanas, las cuales están cubiertas con tela organza. En la base superior también está cubierta con el mismo material, esta permite que las condiciones ambientales sean parecidas a las del sustrato que está alrededor de la trampa, también impide la salida de la larva pero permite la entrada, penetración y crecimiento de las raíces. Entre cada ventana se forma una columna, en una de estas columnas cercana a la base inferior se encuentra un orificio de tamaño 0.5 cm de diámetro que permite la entrada de la larva hacia el interior de la trampa. En la siguiente figura se muestra un bosquejo de la trampa y sus partes

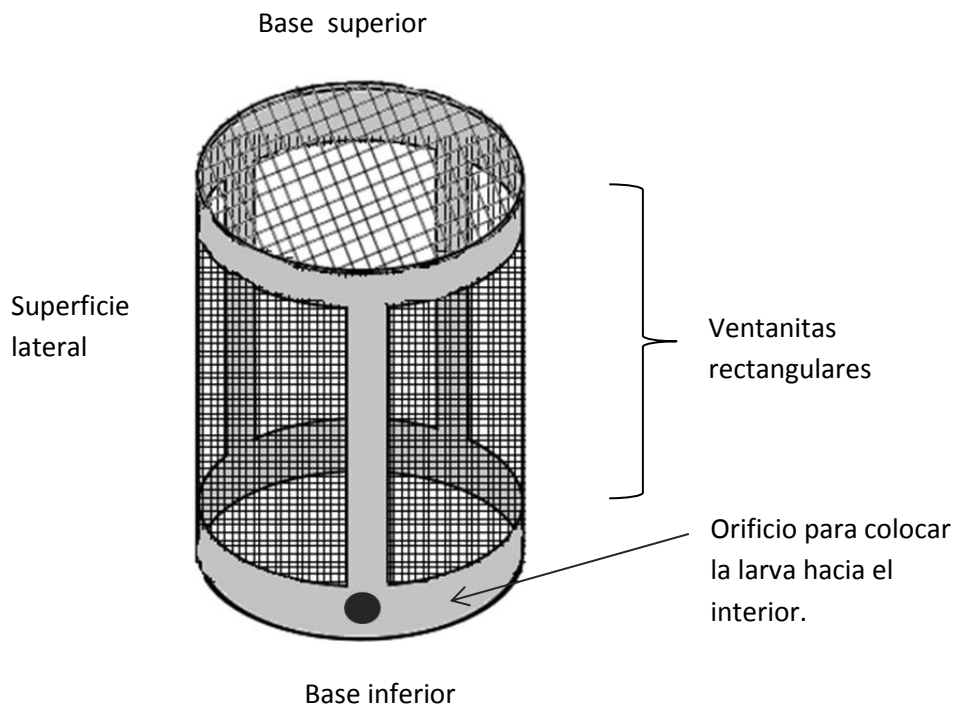


Figura 53. Diseño de trampa cilíndrica. Original del autor.

Elaboración de las trampas cilíndricas

Se usó envases vacíos de rollos fotográficos, estos tienen forma cilíndrica con medidas de 4.9 cm de alto, 3.4 cm de diámetro para la base superior e inferior y 0.1 mm de espesor.

La trampa cilíndrica deberá tener en su superficie lateral tres agujeros en forma de ventana rectangular de 2.5 cm de ancho y 3.5 cm de largo, la separación entre cada ventana rectangular será de 0.8 cm, con excepción de una que es de 0.9 cm.

Se realiza un bosquejo en un pedazo de cartulina de 10 cm de largo por 4.7 de ancho. Allí se dibujara las ventanitas rectangulares y se harán a 0.7 cm de la base de la inferior del cilindro y dejando 0.5 cm de espacio entre las ventanitas rectangulares y la base superior como muestra la figura.

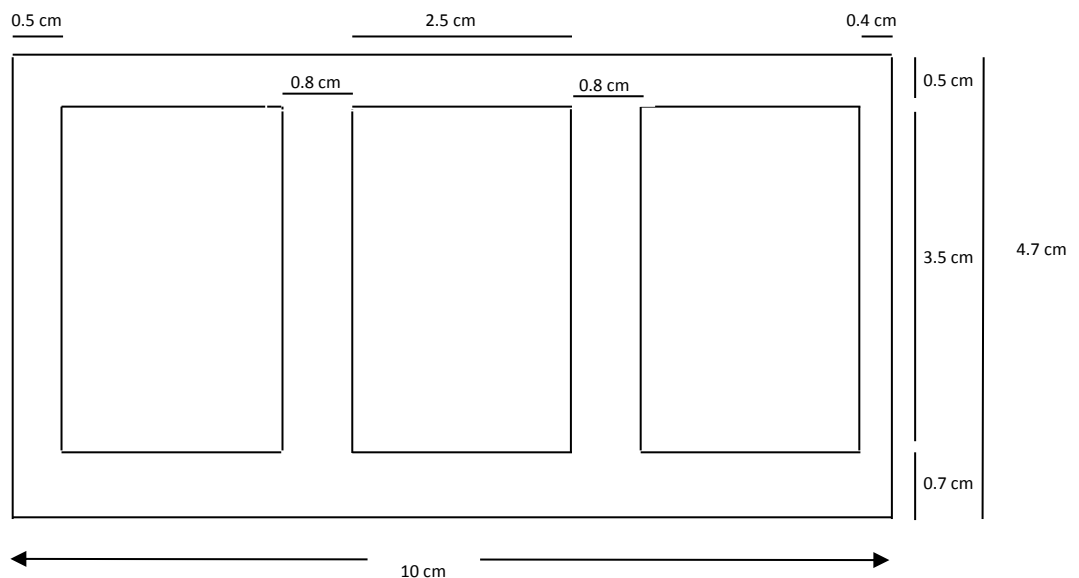


Figura 54. Bosquejo de trampa cilíndrica. Original del autor.

El bosquejo se recortara y se unirá por los extremos con cinta adhesiva formando un cilindro, el cual se colocará sobre los envases de rollos fotográficos y se dibujará con un plumón tinta permanente.

Con la ayuda de un cúter se corta por los bordes delineados de las ventanitas rectangulares. Una vez cortados se sacan la superficie cortada, lo cual quedará un armazón en forma de cilindro con sus 3 ventanitas rectangulares.

En un pedazo de tela organza, se dibujan rectángulos de tamaño 10 cm de largo por 4.7 cm de ancho y con una tijera se procede a cortar por las zonas marcadas.

Se unta UHU POWER por el armazón de la trampa cilíndrica y se procede a colocar el pedazo rectangular de tela organza sobre este. Con los dedos se ejerce presión sobre la tela y el armazón de la trampa para que se adhiera y no tengamos rupturas de la tela o despegados. Se debe usar UHU POWER puesto que estas trampas cilíndricas estarán en el interior de una maceta con sustrato y estarán expuestas a agua, el UHU POWER es un pegamento que garantiza su adhesión frente a humedad y agua.

Se deja secar por media hora al sol.

En una de las partes de la trampa cilíndrica, entre una de las separaciones de las ventanitas hay una columna de 0.9 cm que es la más ancha de las tres que hay, es allí en donde haremos con el cautín caliente un agujero de aproximadamente 0.5 cm de diámetro. Presionado con el cautín caliente sobre la superficie rápidamente.

Para la parte superior de la base se cortan círculos de tela organza de 3.6 cm de diámetro que también será pegado con UHU POWER®.



Figura 55. Envases de rollos fotográficos. Origen del autor.

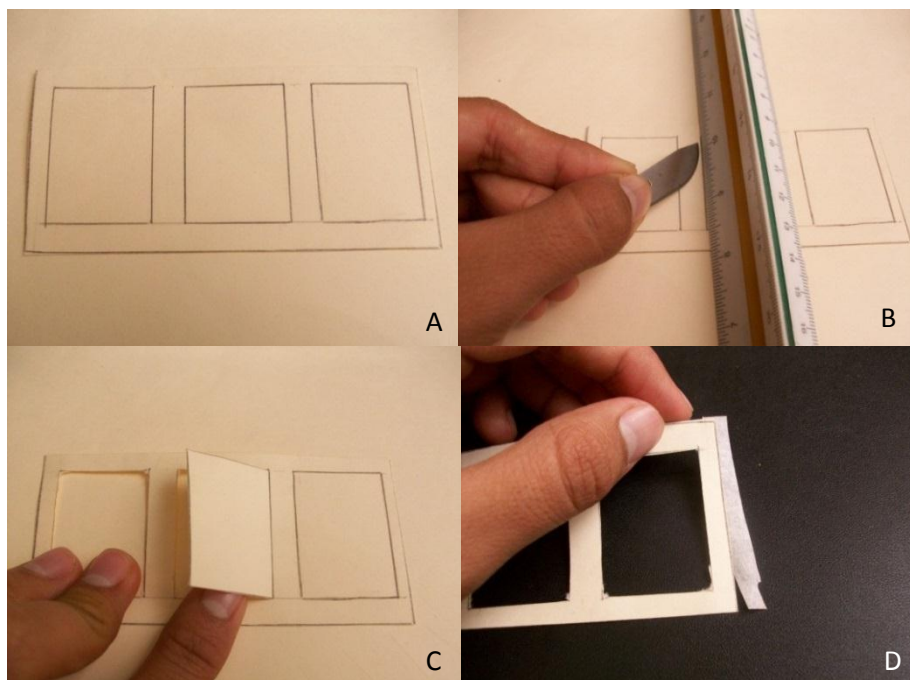


Figura 56. Diseño de bosquejo, A) Dibujando el bosquejo en una cartulina. B) Cortando las ventanas. C) Retirando las ventanas. D) colocando cinta adhesiva en uno de los extremos. Origen del autor.

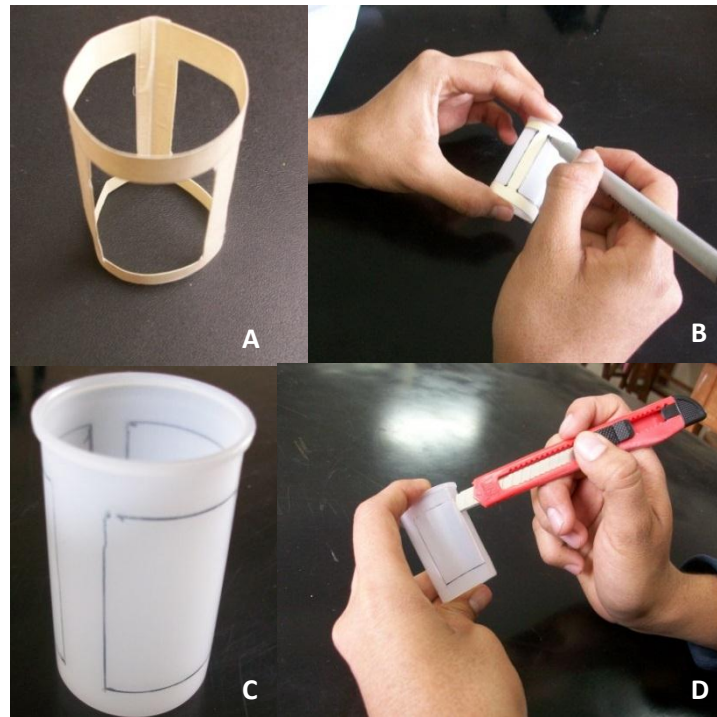


Figura 57. Elaboración de trampa cilíndrica A) bosquejo de cartón. B) delineando en el envase de rollo fotográfico las ventanitas. C) envase delineados. D) Cortando con un cutter por las zonas marcadas. Origen del autor.



Figura 58. Vista lateral y frontal del envase. Origen del autor.

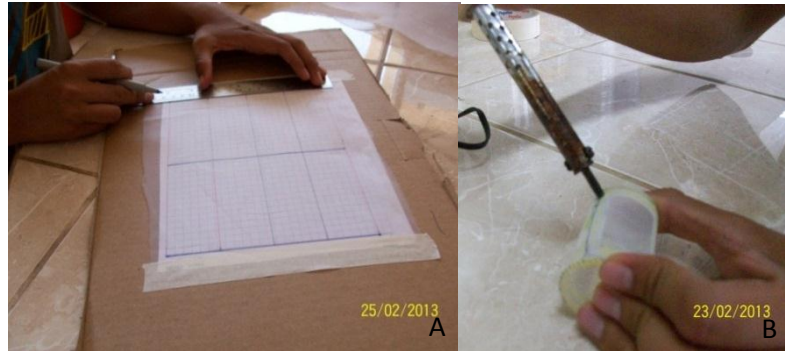


Figura 59. A) Marcando en la tela organza B) Haciendo el agujero con el cautin. Origen del autor.

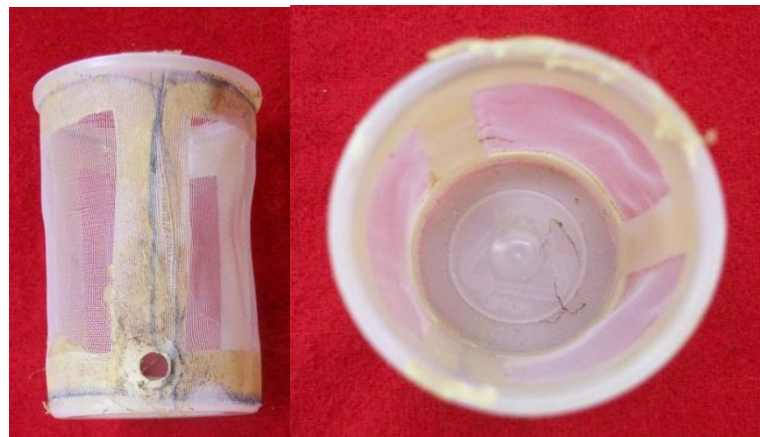


Figura 60. Trampa cilíndrica final. Origen del autor.

Envases para la crianza del ciclo de desarrollo

Se emplean envases de plástico transparente de 250 ml o de 5 cm de altura y 10 cm de diámetro de la tapa. A los cuales se corta con una tijera un círculo en la tapa, de 6 cm de diámetro.

En un pedazo de tela poliseda se dibuja círculos de 6.5 de diámetro y se corta con una tijera. En el agujero de la tapa se cubre con el círculo de tela poliseda, pegándolo con silicona y se deja secar por 5 minutos.

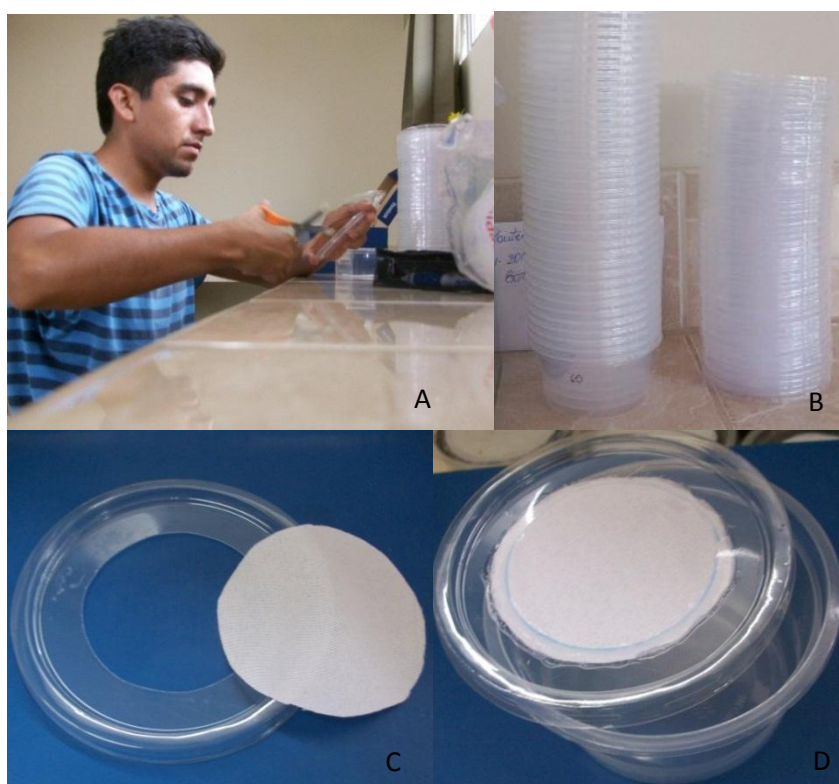


Figura 61. A Proceso de realización de unidades de crianza individual. B: Envases de plástico de capacidad de 250 ml o 8 onzas. C: tapa con agujero de 6 cm de diámetro y tela poliseda circular de 6.5 cm. D: unidad de crianza final. Origen del autor.

Alimentación larvas

Se puede alimentar con raíces de plantas y tallos secos de maíz pero se eligió el maíz porque durante un muestreo para recolectar Scarabaeidae en el campus II de UPAO, en una de las parcelas que antes se había sembrado maíz, se encontró Scarabaeidae alimentados de hojas y tallos secos. Estas se encontraron a 10 cm de profundidad en el que estos Scarabaeidae barrenaban al tallo y se alimentaba de la parte blanda del tallo de maíz.

Elaboración de alimento de maíz.

Conseguir una planta de maíz grande, no muy maduro. De color verde oscuro, que su estado presente condiciones óptimas.

Retirar todas las hojas, quedando solo el tallo e ir retirando algunos insectos o suciedad que presente.

Con un machete se corta trozos de 5 cm de largo. Esta medida se opta porque el diámetro del envase es de 10 cm. También se cortó a 2 cm, pero esto es solo para los primeros días de estado larval.

Estos trozos se colocan en un sobre de papel y se llevó a la estufa por un tiempo de 2 días a 60 °C.

Una vez secos sirven como alimento y se cambian cada semana. Se optó por usar maíz seco puesto que el maíz fresco es propenso a pudrirse más rápido y desarrollar hongos y bacterias. Con el secado se elimina cualquier microorganismo dentro.



Figura 62. Proceso de elaboración del alimento. A. Planta de maíz. B. Cortando con un machete en trozos pequeños. C. Trozos de 5 cm de largo. D. Secado en la estufa. Original del autor.



Figura 63. Producto final. Maíces secos. Original del autor.

Crianza masiva de *Gymnetis pantherina*

Muestras de campo.

En las plantas de girasol del Campus UPAO II se colectaron adultos de *Gymnetis pantherina* usando red entomológica y envases de plástico para transportarlos. Estos individuos se encontraron comiendo exudados del tallo, producto de un daño mecánico.

Unidades de crianza y oviposición

Como unidades de crianza se emplean peceras de vidrio con dimensiones de 18 x 22 x 28.5 cm unidas con silicona para vidrio.

En la superficie de la pecera se colocó 1.5 kg de humus de lombriz para darle un medio de movilización y oviposición de sus posturas y se humedece para que tener un sustrato a capacidad de campo.

En la parte superior de la pecera se cubre con tela poliseda de tamaño 27 x 33 cm y se sujeta con un elástico de ropa de 1 cm de ancho y 48 cm de largo, este se amarra por los extremos formando un circulo; esto sirve para que el insecto no pueda escaparse y dar ventilación a la unidad de crianza.

Instalación

En la superficie de la pecera de vidrio con humus de lombriz, se colocan adultos colectados de *Gymnetis pantherina*.

Se colocar su alimento y un pedazo de madera para la movilización de los adultos. La proporción del alimento es de un plátano cortado por cada 5 adultos.

Se cubre con la tela poliseda.

El humus se deberá humedecer a capacidad de campo dependiendo de las condiciones ambientales, con ayuda de una piseta se suministra el agua.

Alimentación

Los adultos de *Gymnetis pantherina* se alimentaron interdiariamente con plátano de variedad seda. Esta variedad es barata y accesible en cualquier lugar.

El plátano deberá ser de tamaño mediano o grande de color amarillo uniforme, muy maduro. El objetivo de seleccionar plátanos no muy maduros es evitar la descomposición rápida y la pudrición, evitando el crecimiento de bacterias u otros organismos.

Con un cuchillo de metal, se corta en trozos circulares de 2.5 cm de espesor el plátano con cascara. No se pela el plátano para evitar que los adultos de *Gymnetis pantherina*, no ensucien con humus por los costados de la fruta, ya que si lo hacen será más propenso a podrirse.

Como medio de recipiente de los plátanos se usa tapas de placas Petri de plástico transparente de 5 cm de diámetro. Se lavan con agua y detergente y luego se secan con papel toalla, después se desinfectan con papel toalla empapado de alcohol. Se dejan secar por unos minutos. Colocar un trozo de plátano cortado en cada tapa de placa.

Recolección de posturas

Este proceso consiste en recolectar cada dos días todas las posturas colocadas por las hembras adultas de *Gymnetis pantherina* en el humus de lombriz:

Se deberán retirar todos los adultos que se encuentran en la superficie del humus manualmente uno a uno, colocándolos en un recipiente de plástico de capacidad de 125ml. Después este humus se vacía a una bandeja de plástico en la que se buscan cuidadosamente los adultos que han estado enterrados, estos se sacan uno a uno al recipiente de plástico. Una vez retirados todos los adultos, el humus se esparce uniformemente por toda la superficie del recipiente de plástico.

Con una cucharita de plástico se escarba en el humus cuidadosamente buscando posturas de *Gymnetis pantherina*, este proceso se debe repetir 3 o 4 veces, para sesionarnos de haber buscado todas las posturas de *Gymnetis pantherina*.

Las posturas encontradas se colocan en recipientes de plástico de dos onzas en las que en la tapa se hacen agujeros con el cautín para permitir la ventilación.

En estos recipientes se agrega una onza de humus de lombriz y se humedece hasta que este a capacidad de campo. Esto sirve a las posturas como un medio de incubación. Se anotan en la tapa la fecha de recolección y la cantidad posturas encontradas

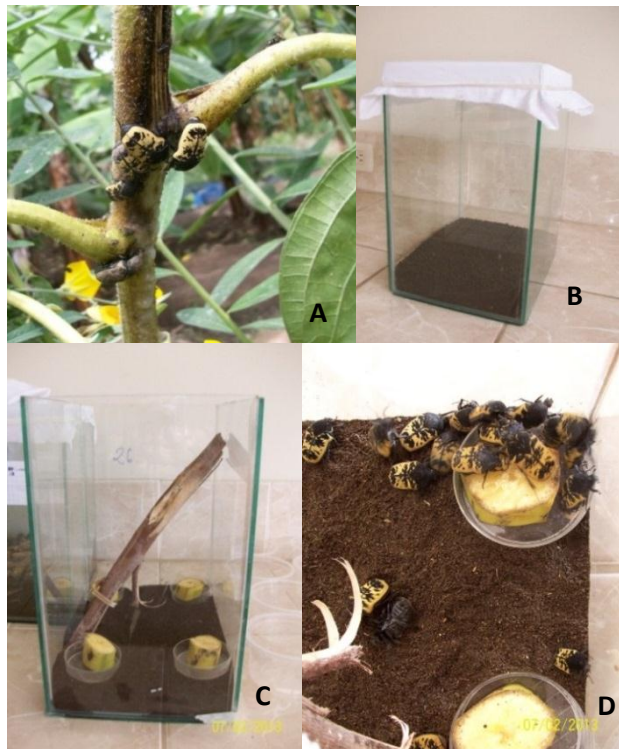


Figura 64. Crianza masiva: A) Adultos alimentándose de secreciones en Girasol. B) Materiales de la unidad de crianza. C) Alimento colocado en las esquinas del interior de la pecera con una rama seca para permitir su movilización. D) Adultos de *Gymnetis pantherina* alimentándose de plátano. Origen del autor.



Figura 65. Proceso de elaboración del alimento: Izquierda: Proceso de cortado de plátano en trozos. Derecha: Trozos colocados en las placas Petri. Origen del autor.



Figura 66. Recolección de posturas: Izquierda: Adultos retirados tapers. Derecha: Búsqueda de las posturas de *Gymnetis pantherina* en el humus de lombriz. Origen del autor.

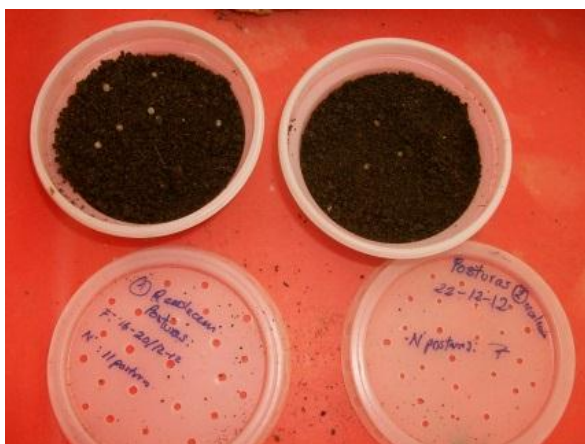


Figura 67. Envases de conservación de dos onzas de posturas con su identificación. Origen del autor.

Cuadro 33. Recolección de posturas producto de la crianza masiva

09-10/02/2013:	37 posturas
11-12/02/2013:	62 posturas
13-14/02/2013:	62 posturas
15-16/02/2013:	75 posturas
17-18/02/2013:	76 posturas
19-20/02/2013:	68 posturas
21-22/02/2013:	59 posturas
23-24/02/2013:	54 posturas
25-26/02/2013:	52 posturas
27-28/02/2013:	46 posturas
01-02/03/2013:	46 posturas
03-04/03/2013:	43 posturas
05-06/03/2013:	31 posturas
07-08/03/2013:	28 posturas
08-09/03/2013:	24 posturas

Extracción de la planta de higuierilla

Proceso consistió en sacar toda la planta de higuierilla para después pesar el peso fresco de su follaje y raíz.

Se colocó un saco vacío de arroz sobre la superficie del suelo y también una malla de 0.3 cm de diámetro de los orificios.

Con cuidados se colocó la bolsa con la planta de higuierilla sobre la superficie, y se procedió a remover todo el sustrato dentro sacando sobre la malla. Una vez todo el sustrato sobre la superficie de la malla, se extrajo la planta evitando romper raíces y se colocó en un envase con agua.



Figura 68: Proceso de remoción de la planta. A. Colocando un saco de vacío y una malla sobre el suelo. B: vaciando la bolsa con el sustrato y la planta. C: retirando la planta con sus raíces. D: cerniendo para recoger el excedente de las raíces. Origen del autor.

Lavado

La planta se lavó en el mismo instante con agua, removiendo de la raíz todo el exceso de arena, con una tijera se procedió a separar la parte del follaje del área radicular, cortando entre el tallo y el inicio de la raíz.

La planta se dejó secar por 5 minutos para eliminar el exceso de agua y luego se pesó para obtener su peso fresco en la balanza analítica.



Figura 69. Proceso de lavado A: lavando la planta para quitar el excedente de arena. B. cortando y separando el tallo de la raíz. C. secando por espacio de minutos. D. Pesando el follaje de la planta. Origen del autor.

Cuadro 34. Temperatura y humedad relativa desde febrero hasta octubre 2013 en laboratorio.

Fecha	Hora	T° C	HR %
11-feb	09:00 a.m.	25	82
13-feb	09:00 a.m.	25	82
15-feb	09:00 a.m.	27	82
17-feb	09:00 a.m.	26	82
19-feb	09:00 a.m.	24	82
21-feb	09:00 a.m.	26	86
23-feb	09:00 a.m.	25	84
25-feb	09:00 a.m.	27	84
27-feb	09:00 a.m.	26	82
01-mar	09:00 a.m.	26	84
03-mar	09:00 a.m.	27	84
05-mar	09:00 a.m.	28	88
07-mar	09:00 a.m.	29	88
09-mar	09:00 a.m.	29	88
11-mar	09:00 a.m.	25	84
13-mar	09:00 a.m.	25	88
15-mar	09:00 a.m.	25	88
17-mar	09:00 a.m.	24	90
19-mar	09:00 a.m.	24	88
21-mar	09:00 a.m.	23	90
23-mar	09:00 a.m.	24	88
25-mar	09:00 a.m.	24	88
27-mar	09:00 a.m.	23	88
29-mar	09:00 a.m.	23	90
31-mar	09:00 a.m.	23	90
02-abr	09:00 a.m.	22	90
04-abr	09:00 a.m.	23	92
06-abr	09:00 a.m.	22	92
08-abr	09:00 a.m.	22	94
10-abr	09:00 a.m.	22	92
12-abr	09:00 a.m.	23	92
14-abr	09:00 a.m.	23	92
16-abr	09:00 a.m.	22	94
18-abr	09:00 a.m.	22	92
20-abr	09:00 a.m.	23	94

Cuadro 34. Temperatura y humedad relativa desde febrero hasta octubre 2013 en laboratorio (Continuación).

22-abr	09:00 a.m.	23	94
24-abr	09:00 a.m.	22	92
26-abr	09:00 a.m.	22	92
28-abr	09:00 a.m.	22	92
30-abr	09:00 a.m.	22	90
02-may	09:00 a.m.	22	92
04-may	09:00 a.m.	21	92
06-may	09:00 a.m.	22	94
08-may	09:00 a.m.	21	94
10-may	09:00 a.m.	21	94
12-may	09:00 a.m.	20	96
14-may	09:00 a.m.	21	94
16-may	09:00 a.m.	22	92
18-may	09:00 a.m.	21	92
20-may	09:00 a.m.	20	94
22-may	09:00 a.m.	22	94
24-may	09:00 a.m.	21	94
26-may	09:00 a.m.	19	94
28-may	09:00 a.m.	20	94
30-may	09:00 a.m.	20	96
01-jun	09:00 a.m.	19	94
03-jun	09:00 a.m.	19	94
05-jun	09:00 a.m.	20	92
07-jun	09:00 a.m.	20	92
09-jun	09:00 a.m.	20	94
11-jun	09:00 a.m.	19	94
13-jun	09:00 a.m.	19	96
15-jun	09:00 a.m.	19	94
17-jun	09:00 a.m.	20	94
19-jun	09:00 a.m.	19	94
21-jun	09:00 a.m.	20	94
23-jun	09:00 a.m.	20	94
25-jun	09:00 a.m.	21	94
27-jun	09:00 a.m.	20	94
29-jun	09:00 a.m.	21	94

Cuadro 34. Temperatura y humedad relativa desde febrero hasta octubre 2013 en laboratorio (Continuación).

01-jul	09:00 a.m.	19	94
03-jul	09:00 a.m.	20	94
05-jul	09:00 a.m.	19	94
07-jul	09:00 a.m.	19	94
09-jul	09:00 a.m.	19	94
11-jul	09:00 a.m.	20	94
13-jul	09:00 a.m.	19	94
15-jul	09:00 a.m.	19	94
17-jul	09:00 a.m.	18	94
19-jul	09:00 a.m.	19	94
21-jul	09:00 a.m.	19	94
23-jul	09:00 a.m.	18	94
25-jul	09:00 a.m.	19	94
27-jul	09:00 a.m.	19	94
29-jul	09:00 a.m.	18	94
31-jul	09:00 a.m.	19	94
02-ago	09:00 a.m.	18	94
04-ago	09:00 a.m.	18	96
06-ago	09:00 a.m.	18	96
08-ago	09:00 a.m.	19	96
10-ago	09:00 a.m.	18	96
12-ago	09:00 a.m.	18	94
14-ago	09:00 a.m.	17	96
16-ago	09:00 a.m.	18	96
18-ago	09:00 a.m.	19	96
20-ago	09:00 a.m.	17	94
22-ago	09:00 a.m.	18	96
24-ago	09:00 a.m.	19	96
26-ago	09:00 a.m.	18	94
28-ago	09:00 a.m.	18	94
30-ago	09:00 a.m.	17	96
01-sep	09:00 a.m.	17	96
03-sep	09:00 a.m.	18	96
05-sep	09:00 a.m.	17	96
07-sep	09:00 a.m.	17	96
09-sep	09:00 a.m.	17	94
11-sep	09:00 a.m.	18	96

Cuadro 34. Temperatura y humedad relativa desde febrero hasta octubre 2013 en laboratorio (Continuación).

13-sep	09:00 a.m.	17	96
15-sep	09:00 a.m.	19	96
17-sep	09:00 a.m.	17	96
19-sep	09:00 a.m.	16	96
21-sep	09:00 a.m.	17	96
23-sep	09:00 a.m.	16	96
25-sep	09:00 a.m.	15	96
27-sep	09:00 a.m.	15	96
29-sep	09:00 a.m.	16	96
01-oct	09:00 a.m.	16	96
03-oct	09:00 a.m.	15	96
05-oct	09:00 a.m.	15	96
07-oct	09:00 a.m.	15	96
09-oct	09:00 a.m.	16	96
11-oct	09:00 a.m.	16	94
13-oct	09:00 a.m.	16	96
15-oct	09:00 a.m.	15	96
17-oct	09:00 a.m.	16	96
18-oct	09:00 a.m.	16	96

Cuadro 35. Promedio mensuales de temperatura y humedad relativa en laboratorio.

Meses	T °C	H.R %
Febrero	25.67	82.89
Marzo	25.13	87.75
Abril	22.33	92.27
Mayo	20.87	93.73
Junio	19.73	93.87
Julio	18.94	94.00
Agosto	18.00	95.33
Septiembre	16.80	95.87
Octubre	15.60	95.80

La Universidad promueve el uso justo de este documento. Se solicita que sea citado apropiadamente cuando corresponda.

Este documento fue preparado por el Br. Andie Alexander Gonzales Díaz, Tesista del Laboratorio de Entomología de la Universidad Privada Antenor Orrego para optar el título de Ingeniero Agrónomo, con la asesoría del Dr. Juan Carlos Cabrera La Rosa, entomólogo, investigador y profesor principal de la Facultad de Ciencias Agrarias.

Trujillo, Perú

Copyright © 2013