CODIGO B1
M-21643

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTÍN

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL Y ACADÉMICA DE BIOLOGÍA

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTÍN
PROPIEDAD DE LA BIBLIOTECA DE BIOMÉDICAS
AREQUIPA - PERU

Determinación del efecto de tres dietas en el ciclo y parámetros biológicos del *Nysius* sp. (Hemiptera: Lygaeidae) "Chinche de la Semilla" en Laboratorio. AREQUIPA – 2014.

Tesis presentado por el Bachiller
Alfieri Engels Mamani Jiménez
para optar el Título Profesional de Biólogo

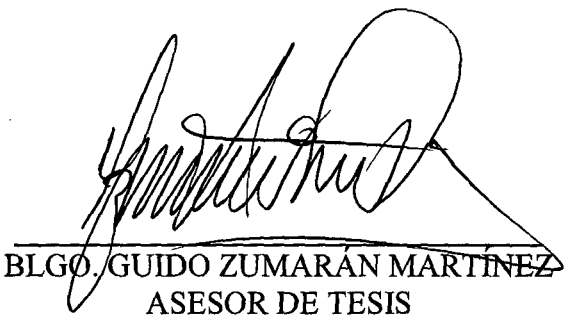
Arequipa – Perú
2015

Ubicacion Física - B-1
K-03-04-21

DR. GUALBERTO MAMANI MAMANI
PRESIDENTE

DLGA. FATIMA CACERES DE
BALDARRAGO
SECRETARIA

DR. EDWIN BOCARDO DELGADO
INTEGRANTE



BLGO. GUIDO ZUMARÁN MARTÍNEZ
ASESOR DE TESIS

DEDICATORIA

A DIOS gracias a él
todo es posible.

A mis padres y hermanos por su constante apoyo de esta tesis

A mi linda madre Casilda por su amor y apoyo incondicional para la culminación de esta tesis.

AGRADECIMIENTOS

A mi asesor Blgo. Guido Zumarán Martínez por su asesoramiento en el presente trabajo.

Al SENASA – Lima, por la información y conocimientos brindados.

A mis compañeros de la escuela de Biología por su ánimo para seguir aprendiendo cada día más.

Y a todas las personas que hicieron posible la realización de este trabajo.

ÍNDICE

Pág.

RESUMEN
INTRODUCCIÓN

CAPÍTULO I:
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA 1
1.1 La quinua 1
Nombres comunes 2
Siembra 3
Variedades de la quinua 3
Importancia 7
Producción de la quinua 9
1.2 Plagas y Control 13
1.3 Control Biológico 15
1.4 Familia Lygaidae 16
1.5 Género *Nysius* 17
Distribución y registro 18
1.6 Cría de insectos en laboratorio 19
1.6.1 Dieta natural 21
1.6.2 Dieta artificial 22

CAPÍTULO II:
MATERIAL Y MÉTODOS 24
2. Metodología de campo 24
2.1 Ubicación geográfica de la zona urbana 24
2.2 Obtención de Muestras 24
2.3 Metodología de laboratorio crianza del chinche de la semilla *Nysius* sp. 26
2.3.1 Establecimiento de temperatura y humedad del laboratorio de crianza 26
2.3.2 Seguimiento y desarrollo de *Nysius* sp. en laboratorio 26
2.4 Determinación del ciclo de desarrollo 26
2.4.1 Ciclo biológico de *Nysius* sp. 30
2.5 Establecimiento de los parámetros biológicos de *Nysius* sp 30
2.5.1 Capacidad de oviposición 30
2.5.2 Viabilidad de huevos 30
2.5.3 Mortalidad de ninfas 31

BIBLIOTECA DE BIOMEDICAS

2.5.4 Proporción sexual 31
2.5.5 Longevidad 31
2.6 Preparación de dietas 31
3. Análisis de datos 33

CAPÍTULO III:
RESULTADOS Y DISCUSIÓN 34
3.1 Ubicación Taxonómica 34
3.2 Descripción morfológica 34
3.2.1 Estado de Huevo 34
3.2.2 Estado de Ninfa 36
3.2.3 Estado de Adulto 39
3.3 Determinación del ciclo de desarrollo y biológico de *Nysius* sp.en laboratorio 41
3.3.1 Estado del desarrollo de huevo 41
3.3.2 Estado del desarrollo de ninfa 41
3.3.3 Ciclo biológico de *Nysius* sp. 43
3.4 Establecimiento de los parámetros biológicos de *Nysius* sp 43
3.4.1 Capacidad de oviposición 43
3.4.2 Viabilidad de huevos 43
3.4.3 Mortalidad de ninfas 44
3.4.4 Proporción sexual 44
3.4.5 Longevidad 45
3.5 Comportamiento de *Nysius* sp. 45
3.5.1 Emergencia de ninfa y adulto 45
3.5.2 Desplazamiento 46
3.5.3 Alimentación 46
3.5.4 Apareamiento 46
3.5.5 Oviposición 46
3.6 Análisis de datos 46

CAPÍTULO IV:
CONCLUSIONES 53
RECOMENDACIONES 54
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 55
ANEXOS 61

RESUMEN

En el Laboratorio de Entomología perteneciente a la Escuela Profesional y Académica de Biología, Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, en condiciones registradas de temperatura (15.19±1.08°C) humedad relativa (31.95±11.91%) y fotoperiodo de 12:00 horas, se probaron dietas que puedan suministrar las necesidades nutricionales de *Nysius* sp. para su crianza, en cantidad, comparable a los de la naturaleza y obtener descendencia a través de generaciones, conocer su ciclo de desarrollo y biológico de *Nysius* sp. De las dietas probadas, la dieta compuesta de semillas de frijol canario y panamito; molida 35%, maní molida 35%, sacarosa 5%, agua 25% y una concentración de sorbato de potasio al 0,7% resultaron las mejores. El ciclo de desarrollo de *Nysius* sp. en las dietas frijol canario y panamito fueron de 120,42 y 119,5 días, en la cual los estados de huevo fueron de 14,75 días; en donde 15,3; 15,17; 20,17; 24,75; 30,25 días fueron para los estadios ninfales (I, II, III, IV y V) respectivamente en la dieta frijol canario y 15,33; 15,75; 19,67; 24,5 y 29,5 días fueron para los estadios ninfales (I, II, III, IV y V) respectivamente en la dieta frijol panamito. El ciclo biológico de *Nysius* sp. en dieta frijol canario y panamito en ambos casos fueron de 154,42 días. La capacidad de oviposición en dieta frijol canario y panamito resulto con 14,25 y 14,43 huevos/hembra respectivamente. La viabilidad de huevos fue en cada caso del 100%, la proporción sexual en las dietas frijol canario y panamito fueron de 0,7 y 0,6; las longevidades en las dietas frijol canario y panamito fueron de 34 y 34,9 días.

Palabras clave: Chinches de la semilla; dieta artificial; anticontaminantes; control biológico

INTRODUCCIÓN

El Perú tiene un gran potencial agroalimentario, debido a las condiciones agroecológicas, a su biodiversidad y al conocimiento ancestral de la población del uso de la flora y la fauna; en especial, aquellas ubicada en la sierra del país. Ello le permite obtener ventajas comparativas para la producción de granos andinos, especialmente, la quinua. Dadas las bondades nutricionales de la quinua por su alto valor alimenticio, y su adaptación a diferentes pisos agroecológicos y suelos, ha generado gran interés entre los agricultores, empresas agroindustriales, instituciones públicas y privadas, nacionales e internacionales. En el Perú la quinua es producida por pequeños y grandes agricultores de las zonas agroclimáticas y pisos ecológicos con sistemas tradicionales y modernos de producción, procesamiento, almacenamiento y distribución.

En la región Arequipa la zona de mayor producción de quinua se desarrolla en la costa, y la de menor producción en las partes altas. Como todo cultivo introducido a nuevas condiciones agroclimáticas, se ha observado la aparición de plagas y enfermedades potenciales. Dentro de las plagas reportadas para el cultivo de quinua en las zonas costeras de la región Arequipa, los más importantes son los chinches, y entre ellos el chinche *Nysius* sp., de la familia Lygaeidae, el cual viene causando daños directos a los granos de la quinua; y por otro lado por aplicarse insecticidas químicos no pertimitidos a la planta, se viene reportando la presencia de residuos en el producto cosechado, lo que conlleva al rechazo del mismo en perjuicio del productor.

Hoy el conocimiento de la biología y los hábitos de las plagas agrícolas, y de sus enemigos naturales es fundamental para elaborar metodologías de control biológico eficaces dentro de Programas de Control Integrado. Es por ello, que en el presente trabajo de investigación nos planteamos los siguientes objetivos:

- Determinar la dieta en la crianza de *Nysius* sp. en laboratorio
- Determinar el ciclo y parámetros biológicos de *Nysius* sp. en laboratorio

CAPÍTULO I

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

1.1. La quinua

La Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) es una quenopodiácea propia de las regiones andinas frías, es una planta con un ciclo anual, y sus granos poseen proteínas y minerales como el fósforo, potasio y calcio; posee, además, una gran variabilidad y diversidad. Este cultivo puede adaptarse a las exigencias del mercado actual como alimento de origen orgánico. El centro de origen del cultivo de la quinua es el territorio andino del Perú y Bolivia, desde allí fue llevada por el norte hasta Colombia y por el sur hasta Chile. Su cultivo se realiza, aproximadamente, hace 3 000 a 5 000 años en forma doméstica por los pobladores originarios del altiplano, lo que ha originado cuatro ecotipos principales de quinua (Apaza, 2005), según el gradiente altitudinal: el ecotipo del valle, el altiplánico (que incluye una variante resistente a la salinidad), el ecotipo de nivel de mar, y finalmente, el ecotipo de la región subtropical, lo que permite que el rango de cultivo de la quinua este entre los 2 500 y 4 000 msnm.

La quinua es una planta, herbácea de ciclo anual y perteneciente a la familia de los Chenopodiaces. Su tamaño varía desde 1 m a 3.5 m según las diferentes variedades y ecotipos (Rivera, 1995) con raíces pivotantes y fasciculadas, adaptadas al clima frío y a la escasez de humedad. El tipo de crecimiento es herbáceo con una altura de 100 a 142 cm de altura en sus diversos colores: púrpura, morado, verde, amarillo, rojo y blanco. Aun cuando carecen de pétalos, existen tres tipos de flores las cuales pueden presentarse en la misma planta; por otro lado, el fruto cuando está maduro es de color gris, rojo, amarillo, café o negro. La semilla (donde se encuentra usualmente la saponina) mide aproximadamente 1.8 mm a 2 mm de diámetro, y su color puede ser amarillo, café, crema, plomo, blanco o traslúcido. Es un grano alimenticio que se cultiva ampliamente en la región andina, desde Colombia hasta el norte de la Argentina para las condiciones de montañas de altura, aunque

BIBLIOTECA DE BIOMEDICAS

un ecotipo que se cultiva en Chile, se produce a nivel del mar. Domesticada por las culturas prehispánicas, se la utiliza en la alimentación desde por lo menos unos 3 000 años (Tapia, 1997). Sus características botánicas la sitúan como una planta de tallo erguido, y según su tipo de ramificaciones pueden presentarse con un tallo principal y varias ramas laterales cortas características de la zona de altiplano o de ramas de igual tamaño, característico en los ecotipos que se cultivan en los valles interandinos (Rivera, 1995).

La forma de sus hojas es muy variada y sus bordes son dentados pudiendo ser pronunciados o leves según las variedades. La coloración de estas varia de verde claro a verde oscuro, las que a su vez van transformando en amarillas, rojas o púrpuras según su estado de maduración (Rivera, 1995). Sus raíces son más o menos profundas pudiendo llegar desde 0.5 m hasta más de 2 m. Posee una inflorescencia denominada panícula, de forma glomerulada, y pueden tener un aspecto laxo y compacto. Esta inflorescencia puede alcanzar hasta 0.7 m de su tamaño y densidad depende en gran parte su rendimiento (Rivera, 1995). Las flores son pequeñas y pueden ser hermafroditas y femeninas, lo que le permite una gran variación sexual según los diferentes ecotipos y variedades (Rivera, 1995). El fruto de la quinua es un aquenio, pequeño y presenta diferentes coloraciones. La capa externa que la cubre es de superficie rugosa y seca que se desprende con facilidad al ser puesta en contacto con agua caliente o ser hervida. En esta capa se almacenan la sustancia amarga denominada saponina, cuyo grado de amargor varía según los tipos de quinua (Rivera, 1995).

Nombres comunes

La quinua recibe diferentes nombres en el área andina que varían entre localidades y de un país a otro, así como también recibe nombres fuera del área andina que varían con los diferentes idiomas (Mújica, 1996). En Perú: Quinua, Jiura, Quiuna; en Colombia: Quinua, Suba, Supha, Uba, Luba, Ubalá, Juba, Uca; en Ecuador: Quinua, Juba, Subacguque, Ubaque, Ubate; en Bolivia: Quinua, Jupha, Jiura; en Chile: Quinua, Quingua, Dahuie; en Argentina: Quinua, quiuna. Español: Quinua, Quinoa, Quingua, Triguillo, Trigo inca, Arrocillo, Arroz del Perú, Kinoa.

Según Mújica (1993), la quinua está ubicada dentro de la sección Chenopodia y tiene la siguiente posición taxonómica:

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTIN
PROPIEDAD DE LA BIBLIOTECA DE BIOMEDICAS

Reino	: Vegetal
División	: Fanerógamas
Clase	: Dicotiledóneas
Orden	: Angiospermas
Familia	: Chenopodiáceas
Género	: Chenopodium
Sección	: Chenopodia
Subsección	: Cellulata
Especie	: *Chenopodium quinoa*, Will

Siembra

La quinua comprende un amplio rango de temperaturas que se necesita para completar las fases de su ciclo vital, lo que se constituye en el mayor limitante de hábitat, que hace que el cultivo solo se ajuste algunas regiones en sus cinco fases de desarrollo en función a la temperatura:

Fase de germinación	:	requiere de 1 a 3°C
Fase de primeras hojas:		requiere de 5 a 8°C
Fase de ramificación	:	requiere de 8 a 16°C
Fase de floración	:	requiere de 16 a 22°C
Fase de madurez	:	requiere de 16 a 22°C

Por ello la fase para sembrar la quinua, tiene un cronograma estricto, considerando que el tiempo promedio de ciclo vital es de 5 a 6 meses.

Variedades de quinua

Las variedades preferidas por el productor se determinan por sus cualidades de rendimiento y por su resistencia a factores adversos. Estas son las siguientes:

a) **Amarilla de Marangani**: Originaria de Maranganí, Cusco, seleccionada en Andenes (INIA) y Kayra (CICA-UNSAC), planta erecta poco ramificada, de 180 cm de altura, con abundante follaje, de tallo grueso, planta de color verde oscuro característico, a la madurez la planta es completamente anaranjada, periodo vegetativo tardío de 160-180 días, panoja glomerulada, grano grande de color anaranjado (2.5 mm), con alto contenido de saponina, resistente al mildiu (Peronospora farinosa) y de alto potencial de rendimiento que supera los 6 000 kg/ha, susceptible al ataque de Q'hona-q'hona y a las heladas (Mujica, 1997).

b) **Illpa-Inia**: Variedad obtenida en 1997, de la cruza de Sajama por Blanca de July y por selección masal y panoja surco de la generación F8, posee hábito de crecimiento erecto, planta de color verde oscuro, con altura de planta de 107 cm, panoja grande glomerulada, con un período vegetativo de 150 días (precoz), de tamaño de grano grande, de color blanco, libre de saponina (dulce), rendimiento promedio de 3 100 kg/ha, tolerante al mildiu y a las heladas (Mujica, 1997).

c) **Quillahuaman-Inia**: Originaria del valle del Vilcanota-Cusco, seleccionada, desarrollada y evaluada, por el Programa de Cultivos Andinos del INIA-CUSCO, a partir de Amarilla de Maranganí pero de grano blanco, planta erecta sin ramificación, de 1.60 m, panoja semi laxa, amarantiforme, que le confiere cierta resistencia al ataque de Q'hona- q'hona, con período vegetativo de 150 a 160 días, tamaño de grano mediano, color blanco, bajo contenido de saponina, resistente al vuelco, de amplia adaptación que va desde nivel del mar hasta los 3 400 msnm, con alto potencial de rendimiento de 3 500 kg/ha, resistente al mildiu (Mujica, 1997).

d) **Kcancolla**: Seleccionada a partir del ecotipo local de la zona de Cabanillas, Puno, planta de color verde, de tamaño mediano alcanzando 80 cm de altura, de ciclo vegetativo tardío, más de 170 días, grano blanco, tamaño mediano, con alto contenido de saponina, panoja generalmente amarantiforme, resistente al frío, granizo y al mildiu, rendimiento promedio de 2 500 kg/ha, segrega a otros colores desde el verde hasta el púrpura, muy difundida en el altiplano peruano (Mujica, 1997). Se usa generalmente para sopas y elaboración de kispiño (panecillo frito en grasa animal que tiene una duración de varios meses).

e) **Blanca de Juli**: Originaria de Juli, Puno, selección efectuado a partir del ecotipo local, semi-tardía, con 160 días de periodo vegetativo, planta de color verde, de tamaño mediano de 80 cm de altura, panoja intermedia, a la madurez la panoja adquiere un color muy claro blanquecino, de ahí su nombre, grano bien blanco, pequeño, semi-dulce, rendimiento que supera los 2 300 kg/ha, relativamente

resistente al frio, susceptible al mildiu y al granizo, excesivamente susceptible al exceso de agua. Se utiliza generalmente para la elaboración de harina (Mujica, 1997).

f) **Cheweca**: Originaria de Orurillo, Puno, planta de color púrpura verduzca, semi tardía, con período vegetativo de 165 días, altura de planta de 1.20 m, de panoja laxa, grano pequeño, de color blanco, dulce, resistente al frío, muy resistente al exceso de humedad en el suelo, con sistema radicular muy ramificado y profundo, susceptible al ataque de Ascochyta, deja caer sus hojas inferiores con mucha facilidad. El rendimiento es hasta 2 500 kg/ha, los granos son usados para sopas y mazamorras (Mujica, 1997).

g) **Witulla**: Selección efectuada a partir de ecotipo local, procedente de las zonas altas de Ilave, Puno, cultivo generalizado de zonas frías y altas, planta pequeña de 70 cm de altura, de color rojo a morado con una amplia variación de tonos, panoja mediana amarantiforme, glomerulada e intermedia, de color rosado, de período vegetativo largo con más de 180 días, grano mediano de color rojo a morado, con alto contenido de saponina, rendimiento de 1 800 kg/ha, muy resistente al frío, sequía y salinidad, así como a suelos relativamente pobres, resistente al ataque de q'hona-q'hona y al mildiu, en casos de adversidades abióticas inmediatamente deja caer sus hojas inferiores con facilidad, raíz muy ramificada y profunda, presenta movimientos nictinásticos muy pronunciados sobre todo como defensa a la sequía y frío (Mújica, 1997).

h) **Blanca de Junín**: Es una variedad propia de la región central del Perú. Se cultiva intensamente en la zona del valle del Mantaro aunque también ha sido introducida con éxito en Antapampa, Cuzco. En la actualidad es una de las variedades que se cultiva más en Ayacucho. Esta variedad presenta dos tipos blanca y rosada. Es resistente al mildiu (Peronospora farinosa), su periodo vegetativo es largo de 180 a 200 días, con granos blancos medianos hasta 2.5 mm), de bajo contenido de saponina La panoja es glomerulada, laxa y la planta alcanza una altura de 1.6 a 2.0 m. Sus rendimientos varían mucho según el nivel de fertilización, pudiendo obtenerse hasta 2 500 kg/Ha (Tapia, 1979).

i) **Sajama**: ciclo vegetativo precoz (150 días), alto rendimiento, grano blanco, grande y dulce, poca resistencia al granizo. Procedencia boliviana.

j) **Salcedo INIA**: combinación de la variedad Real Boliviana por Sajama, introducida en Puno en 1989, grano grande de color blanco, con periodo vegetativo precoz de 160 días, resistente a heladas.

k) **Pasankalla**: El grano de Pasankalla, es grande, de color púrpura y sabor dulce.

Cuadro 1: Características de la semilla de algunas variedades de quinua.

Variedades	Color grano	Forma	Tamaño (mm)
Sajama	Blanco	Cónica	2.0 – 2.5
Kcancolla	Blanco	Cónica	1.2 – 1.9
Blanca de July	Blanco	Cónica	1.2 – 1.6
Amarilla Maranganí	Amarillo anaranjado	Cónica	2.0 – 2.8
Witulla	Morado	Lenticular	1.7 – 1.9
Blanca de Junín	Blanco	Esférica aplanado	1.2 – 2.5

Fuente: Mújica, 1996

Importancia

La quinua es una de las plantas que crece en nuestra sierra peruana y es fundamental no solo por su alto valor alimenticio, sino por su importancia en la economía del Perú. Después de la papa, es el segundo cultivo más importante producido y exportado por nuestro país. La quinua es uno de los principales componentes de la dieta alimentária de los pobladores de los Andes y desde el punto de vista nutricional, es una de las fuentes naturales de mayor valor proteínico vegetal, por la combinación de una mayor proporción de aminoácidos esenciales. El grano de quinua posee de 14 a 20% de proteínas, grasa 5.7 a 11.3% y fibra 2.7 a 4.2% como se muestra en la tabla 1.

Tabla 1: Valor nutritivo en variedades de quinua

Componentes	Blanca de Juli	Kankolla	Salcedo-Inia	Pasankalla	Chullpi
Humedad %	7.71	8.09	7.94	7.49	7.69
Cenizas %	2.81	2.58	2.36	3.61	3.30
Proteínas %	14.73	14.73	14.49	17.41	20.80
Grasa %	5.79	6.89	8.08	11.35	6.10
Fibra %	3.50	3.29	3.34	4.29	2.78
Carbohidratos %	65.45	64.41	63.78	55.84	59.37
Energía (Kcal/100g)	396.20	402.10	409.40	419.80	401.30

Fuente: Manejo y Mejoramiento de Quinua Orgánica (pg10.), V. Apaza y P. Delgado, 2005

Además, la quinua también posee aminoácidos que según los estudios de la FAO son comparables con la carne, el huevo y la leche. La quinua, por otro lado, también contiene vitaminas B, C, E y F, y minerales como se detallan en la siguiente tabla:

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTÍN
PROPIEDAD DE LA BIBLIOTECA DE BIOMÉDICAS
AREQUIPA - PERU

Tabla 2: Contenido de minerales de la quinua

Minerales	Quinua (mg/g MS)
Fosforo	7.71
Potasio	2.81
Calcio	14.73
Magnesio	5.79
Sodio	3.50
Hierro	65.45
Cobre	396.2

Fuente: Manejo y Mejoramiento de Quinua Orgánica (pg.11), V. Apaza y P. Delgado, 2005.

Posee, además, altos contenidos de calcio y hierro, que varían de acuerdo al tipo de la quinua.

Tabla 3: Contenido de calcio y hierro de la quinua

Variedades	Calcio(mg/100g)	Hierro (mg/100g)
Blanca de juli	127	11.0
Salcedo Inia	125	11.8
Chullpi	120	12.0
Pasankalla	124	11.3

Fuente: Manejo y Mejoramiento de Quinua Orgánica (pg 11.), V. Apaza y P. Delgado, 2005.

Una de las limitaciones de este cultivo para el consumo directo es el contenido de saponina (glucósidos) que al ser agitada forma espumas. La eliminación de la saponina es fácil, sin embargo no se cuenta con técnicas de nivel industrial. Los tres métodos para eliminar dicha sustancia son los siguientes: físicos, químicos y biológicos, y los métodos tradicionales, aplicados por los agricultores que consisten en la técnica del lavado y del escarificado. La saponina se utiliza en la industria farmacéutica, en la elaboración de cosméticos y detergentes, y en la industria minera.

Tabla 4: Contenido de saponina de la quinua

Variedades	% de Saponina
Blanca deJuli	0.031
Kankolla	0.348
Salcedo Inia	0.020
Chullpi	0.083
Illpa-Inia	0.022
Passankalla	0.044

Fuente: Manejo y Mejoramiento de Quinua Orgánica (pg 12.), V. Apaza y P. Delgado, 2005.

Producción de quinua

La quinua se utiliza para el consumo humano en diferentes platos, más aun ahora, que se ha incrementado la difusión de la cocina novoandina, la cual se realiza mediante el uso de productos típicos de la región, en el que la quinua, conocida debido a sus propiedades nutricionales antes descritas, ocupa un lugar privilegiado. También puede ser utilizada como insumo para la elaboración de barras energéticas, harinas, pop quinua, entre los principales productos. Cuando se exporta quinua orgánica es necesario un tratamiento a lo largo de la producción, la comercialización y la distribución; se debe contar, además, con una certificación de productos orgánicos que para el caso de Perú es otorgada por Biolatina.

La producción promedio en la sierra peruana es de cerca de 2 000 kilogramos por hectárea, pero desde que se comenzó a sembrar en zonas cercanas a la costa como Majes o Pedregal se ha reportado hasta 7 000 kilos por hectárea. La alta rentabilidad de este cultivo es la principal razón de la apuesta de la industria.

El avance de siembra de la quinua en Arequipa registró 377 ha, superior en 288.66%, en relación al 2013. El superficie en verde acumulado, de la campaña agrícola 2013-2014, en el período agosto-abril registró en 2 937 ha. Fuente (Sub Gerencia de Informacion Agraria Arequipa [en línea]: documenting electronic sources on the Internet. 2014 [fecha de consulta: 4/11/ 2014]. Disponible en:< http: // www.agroarequipa.gob.pe /sites /default /files /Abril % 202014 .pdf >)

Las exportaciones de quinua crecieron de manera sostenida (Figura 1), impulsada por la demanda de mercados internacionales que vieron en el grano andino su alta calidad nutritiva. La quinua llegó en el año 2014 a un total de 45 mercados, liderado por los Estados Unidos, Canadá entre otros. Fuente (Ministerio de Comercio Exterior y Turismo, [fecha de consulta: 19/09/2014]. Disponible en: http://www.andina.com.pe/agencia/noticia-exportaciones-quinua-sumaron-74-millones-primer-semestre-del-ano-519553.aspx)

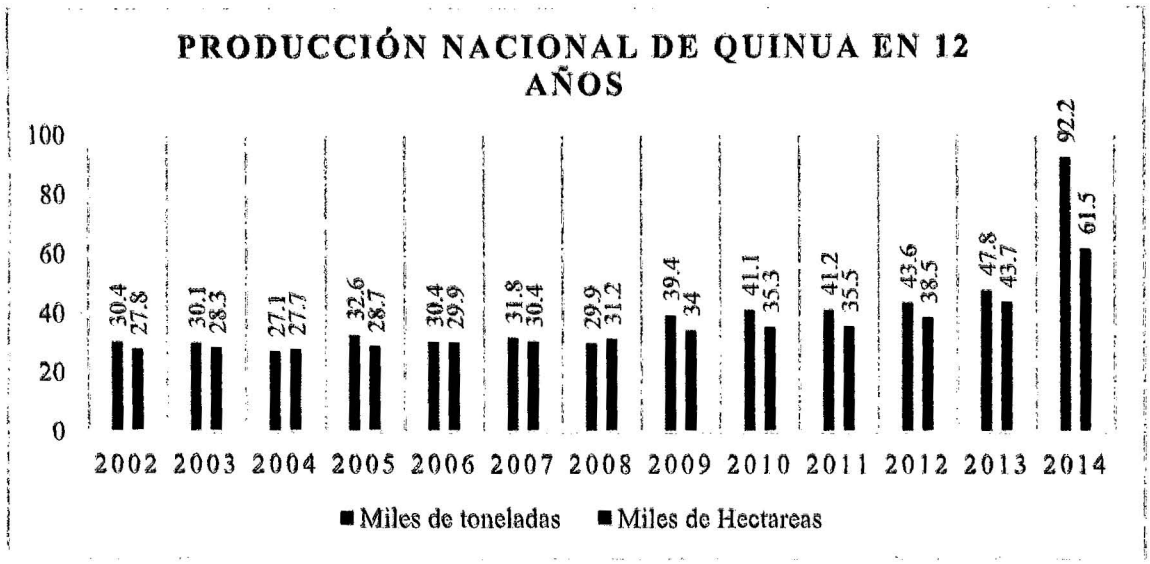


Figura 1: Superficie cosechada (miles de ha) y Producción de quinua (miles de toneladas).

Fuente (Ministerio de Agricultura, [fecha de consulta: 19/09/2014]. Disponible en: http://agroaldia.minag.gob.pe/biblioteca/quinua)

El Perú es uno de los principales países productores de quinua en el mundo, junto con Bolivia y ecuador. El Perú produce quinua principalmente en la zona altoandina (hasta los 4 100 msnm). Las exportaciones de la quinua en el Perú, tienen un crecimiento considerable a los años anteriores; como se pueden apreciar en las siguientes figuras 2-3.

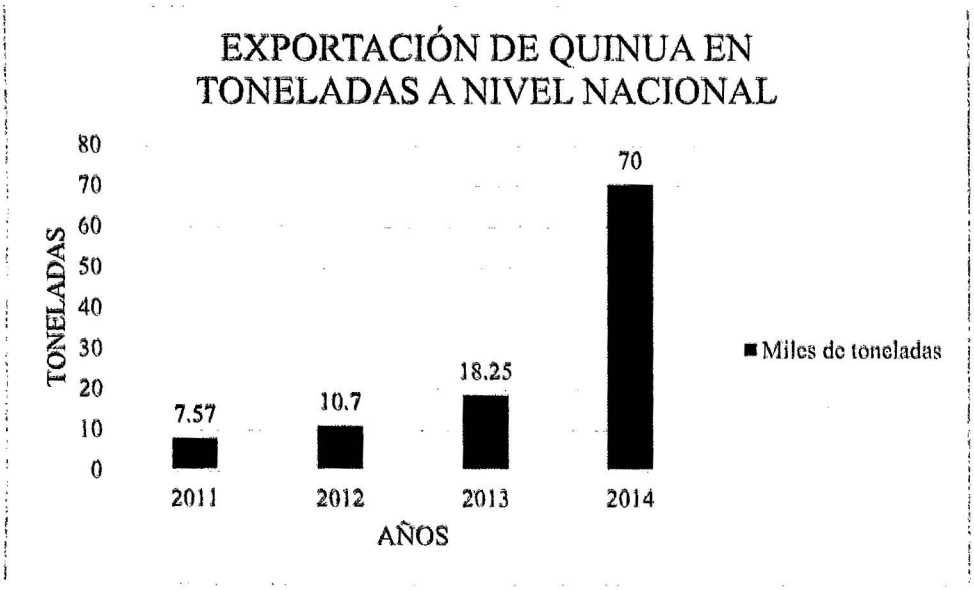


Figura 2: Exportación de quinua (miles de toneladas).

Fuente (Ministerio de Agricultura, [fecha de consulta: 19/09/2014]. Disponible en: http://agroaldia.minag.gob.pe/biblioteca/quinua)

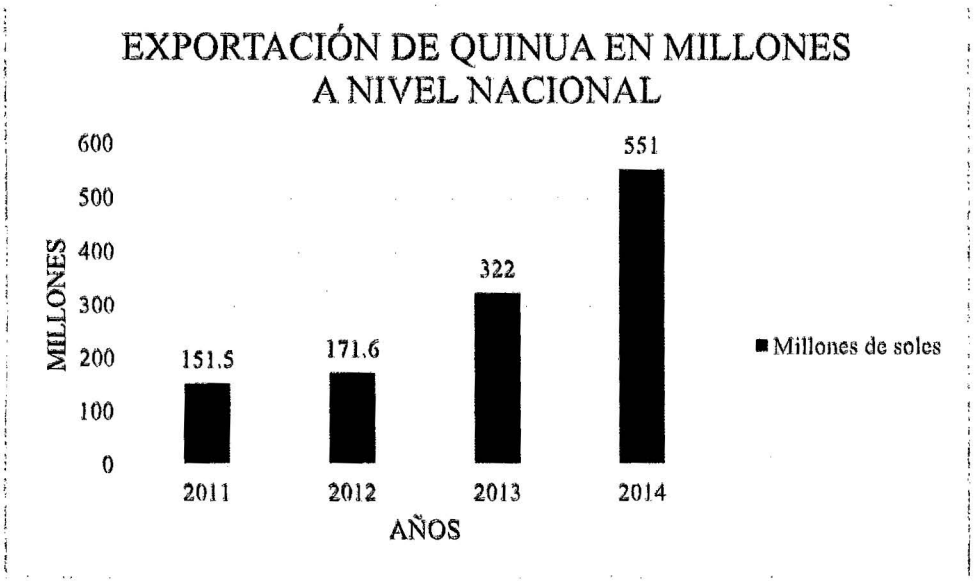


Figura 3: Exportación de quinua (millones de soles).

Fuente (Ministerio de Agricultura, [fecha de consulta: 19/09/2014]. Disponible en: http://agroaldia.minag.gob.pe/biblioteca/quinua)

1.2 Plagas y control.

En la sierra sur del Perú, Leon (2003), considera a las aves como una plaga de la quinua, porque estas atacan a las plantas en las últimas fases fenológicas, especialmente cuando el grano está en estado lechoso, pastoso nivel de daños o en plena madurez, fisiológica; estas aves ocasionan la caída del grano de la panoja, este ataque es más notorio en las variedades dulces, el nivel de daño puede llegar entre 30 a 40% de la producción.

Por su parte Robles y col. (2003) también señalan que las aves muchas veces pueden causar daños significativos en los campos agrícolas en la sierra central del Perú. Las especies que mayormente atacan la quinua son palomas, jilgueros y gorriones. La paloma rabiblanca (*Zenaida auriculata*) es reportada como la más común en los campos de quinua, donde causa daños al consumir semillas y tumbar plantas. Así mismo consideran que en este estudio algunas especies de aves no mostraron preferencia significativa por variedades dulces o amargas de quinua, mientras otras preferían las dulces.

Se considera que la principal plaga entomológica de la quinua es la Kcona-Kcona, tanto en sierra como en costa y, los pulgones en costa. La enfermedad cosmopolita y la más importante en sierra, costa y valles interandinos cálidos, es el mildiu (Mujica, 2009 y col).

En el caso del mildiu se presenta en todas las condiciones climáticas desde secas hasta húmedas y desde temperaturas frías hasta zonas calientes, por ello se recomienda utilizar semilla sana y procedente de semilleros oficializados. El control químico de esta enfermedad resulta costoso y debe efectuarse en forma preventiva, cuando el ataque ocurre en los primeros estadios de la planta. Su repercusión es grande, pudiendo anular la producción por completo, así mismo es conveniente usar controles culturales para aliviar más daños tales como evitar el encharcamiento de agua, evitar la presencia de chupadores picadores (pulgones, trips) que transmiten esta enfermedad, evitar presencia de plantas huachas, sobrantes del año pasado, y siempre efectuar rotación de cultivo (Mujica, 2009 y col.).

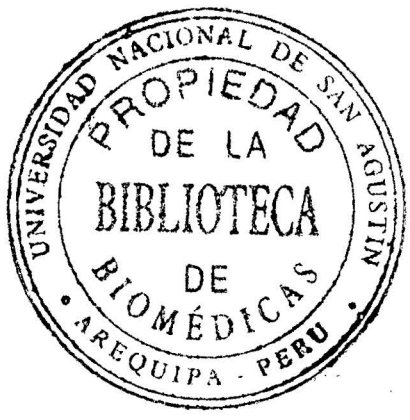
En el año 2012, Estrada, considera al "Mildiu" como la enfermedad más importante y común en cosecha, que ocasiona pérdidas que varía entre 20 a 25%, y además señala que la capacidad de desarrollo, propagación y adaptación del pseudo hongo es admirable en los diferentes lugares donde se cultiva quinua, sin embargo, la infección es mayor en condiciones ambientales con alta humedad. Ataca principalmente a las hojas, aunque también se puede encontrar la enfermedad en los tallos, ramas e inflorescencias en

variedades muy susceptibles. Así también, reporta para el Cusco la identificación de 14 especies de la avifauna del cultivo de quinua, pertenecientes a las familias Columbidae, Emberizidae, Fringillidae, Psittacidae, Turdidae y Troglodytidae:

Para las condiciones de Santa Rita, los insectos que se registraron en el cultivo de quinua correspondieron a los órdenes Lepidoptera y Hemiptera. En Lepidóptera los Noctuideos del género *Agrotis* conocidos como "gusanos de tierra" que se considera como plagas ocasionales, su presencia se ha observado inmediatamente después de la siembra, germinación y ramificación, también se ha encontrado a los "gusanos pegadores de hojas y brotes" y "moledores de grano" del genero *Eurisaca*, pertenecientes a las especies *melanocapta*, y *quinoae* respectivamente, las cuales pertenecen a la familia Gelechiidae. (Zumarán y Col. 2013)

En la etapa fenológica de la quinua de grano lechoso hasta la maduración, se ha encontrado cuatro "chinches" alimentándose de este cultivo. Los géneros *Dagbertus* sp. y *Nysius* sp., de la familia Miridae y Lygaeidae respectivamente, siempre se ha observado su presencia en las diferentes etapas fenológicas del cultivo; los *Dagbertus* tienen preferencia sobre la quinua blanca; mientras que la mayor población de *Nysius*, se registró durante el desarrollo de los granos e incluso sobre los palotes y debajo de la hojarasca del suelo después de la cosecha. (Zumarán y Col. 2013)

Como controladores biológicos se encontró a un parasito de huevos del genero *Nysius* sp, cercano a la familia Scelionidae; a nivel de brotes alimentándose de ninfas se registró a larvas de crisopas y a adultos de *Orius* alimentándose de ninfas de *Nysius*. Durante todo el año a este chinche se le encuentra asociado a la *Malva parviflora* "malva" y *Euphorbia serpens* "lechera", así como en hojarascas del suelo después de la cosecha. (Zumarán y Col. 2013)



Cuadro 2: Insectos plaga asociados al cultivo de quinua. Fundo Don Mario. Santa Rita. 2013

Nombre común	Nombre científico	Familia
Gusano de tierra	*Agrotis ípsilon* *Agrotis subterranea*	Noctuidae
Gusanos comedores de hoja	*Copitarsia turbata* *Spodoptera eridania*	Noctuidae
Pegador de hojas y brotes, Kona Kona	*Eurisaca melanocapta*	Gelichiidae
Pulgón	*Mysus persicae* *Macrossiphum euphorbiae* *Aulacorthum solani* *aphis cracivora*	Aphididae
Chinche	*Nysius* *Liorhyssus hyalinus* *Thyanta* *Dagbertus*	Lygaeidae Ropalidae Pentatomidae Miridae
Trips	*Frankliniella occidentalis* *Trips tabaci*	Thripidae
Mosca de la semilla	*Delia platura*	Anthomyiidae
polilla de la quinua	*Spoladea (hymenia)*	Crambidae

Fuente: (Zumarán y Col. 2013)

1.3 Control biológico

Dentro este contexto, de todos los métodos que se emplean para controlar plagas, el control biológico es el más natural y estable, debido a la acción permanente de sus enemigos naturales. Actualmente se trata de intensificar el uso de control biológico en los principales cultivos y en los valles agrícolas, así como propiciar la reducción del uso de agroquímicos para disminuir los residuos tóxicos en los alimentos, proteger la salud del agricultor y reducir la contaminación del ambiente (Llanos, 2008).

Todo proyecto de control biológico debe sustentarse en estudios previos de la zona en que se pretende realizar el trabajo. Primero, determinar la real existencia de una plaga que sea responsable de pérdidas económicas o afecte el desarrollo social de un área; una vez definido esto, se inicia el proceso previo a la introducción de un enemigo natural (Gerdin, 2005). La introducción de un enemigo natural eficiente cambia el status de una plaga de primera importancia al de una plaga sin importancia o en plaga fácilmente manejable (Beingolea 1993 citado por Soria, 2011).

Las poblaciones de los controladores biológicos son mucho menos numerosas comparadas con las poblaciones de plagas, pues son los más afectados cuando se aplican insecticidas. Para suplir esta descompensación, se han desarrollado técnicas de crianza masiva de insectos y hongos en laboratorios. Actualmente, existen en Perú alrededor de 120 laboratorios dedicados a la producción de biocontroladores de distintas especies, los cuales son liberados en los cultivos utilizando métodos de fácil manipulación para los agricultores (Sarayasi, 2012)

1.4 Familia Lygaidae

Según Raven (1969) considera que esta Familia, es una de las más numerosas del orden. Y estima que incluye aproximadamente 200 especies descritas, que pueden ser encontradas en las diversas regiones zoogeografías del mundo, y aún algunas especies son cosmopolitas.

La gran mayoría son de tamaño pequeño mediano, tienen forma alargada ovalada y presentan coloraciones poco llamativas. Algunas especies, sin embargo, se asemejan a los Pyrrhocoridae en lo referente al tamaño y forma del cuerpo, así como también por la coloración llamativa y fuertemente contrastante. Estas especies pueden ser diferenciadas de los miembros de la mencionada familia, por la presencia de ocelli, así como por el tipo de venación de alas.

Los miembros de la familia Lygaeidae se caracterizan por presentar una cabeza pequeña de forma sub-conica. Los ojos compuestos están insertados cerca del margen anterior del pronotum. Los ocelli generalmente presentes. Las antenas son largas, delgadas, constan de 4 segmentos y están insertadas en los aspectos laterales de la cabeza, ligeramente debajo de la línea imaginaria que une la base de la probocis con el centro de los ojos compuestos. El pronotum es trapezoidal y frecuentemente presentan una constricción transversal que lo divide en un lóbulo anterior y uno posterior. El scutellum es pequeño y triangular. Los hemiélitros por lo general están bien desarrollados y cubren enteramente el abdomen. Formas braquípteras han sido observadas en algunas especies pero son relativamente raras. En estos insectos el clavus, corium y membrana están bien diferenciados. La membrana generalmente presenta 4 a 5 venas simples que se originan en la base de la membrana. En algunas especies, las dos venas interiores se unen por anastomosis y forman una celda cerrada. Las partes de estos insectos son del tipo cursorio y están provistas de coxas rotatorias. Sin embrago, en algunas formas los fémures anteriores están algo engrosadas y

presentan espinas a lo largo del margen inferior. Los tarsos son tri-segmentados en todas las patas y las uñas están provistas de arolia. Presentan osteolae metatoracicas bien desarrolladas.

La mayoría de las especies que comprende esta familia son fitófagas, y un número relativamente reducido de especies tienen hábitos predatores. Aunque estos insectos son frecuententes en la vegetación, solamente algunas especies constituyen serias plagas, mientras que otras, predatoras, son importantes como controladores biológicos de plagas.

La familia comprende más de 100 géneros entre los cuales se puede enumerar los siguientes: *Blissus* Burmeister, *Geocoris* Fallen, *Oncopeltus* Stal, *Oxycarenus* Fieber, *Orthaea* Dallas, *Nysius* Dallas, y *Lygaeus* Fab.

El género *Nysius* Dallas, de la sub –familia Lygaeinae, incluye especies que se asemejan a *Blissus leucopterus*, y que son conocidas en los países de habla inglesa con el nombre común de "False chinch-bug". Estas especies se alimentan de una gran variedad de plantas hospedadoras. Según Imms (1957) citado por Raven (1969), señala que la especie *Nysius vinitor* es una de las más dañinas a la fruticultura de Australia. En el Brasil, según Lima (1940) citado por Raven (1969), reporta que la especie *Nysius simulans* ha sido registrada en los cultivos de arroz y del algodonero.

1.5 Género *Nysius*

Adulto: El adulto mide entre 3-4 mm de longitud. Debido a su aspecto general y hábitos gregarios, se confunde con chinche *Blissus leucopterus* (Hemiptera: Lygaeidae). Sin embargo, en general el color del falso chinche es grisáceo a negruzco marrón, teniendo alas transparentes marcadas con hileras de pequeñas manchas. El chinche es generalmente negro y marcado con una mancha grande en cada uno de los alerones delanteros. En los hábitos alimentarios también difiere marcadamente. Una descripción del falso chinche fue dada por Riley (1873). Las principales observaciones sobre la biología fueron reportadas por Milliken (1916, 1918). Técnicas de cría fueron desarrolladas por Burgess y Weegar (1986). El chinche falso fue incluido en la clave por Slater y Baranowski (1978). (Anexo 13).

Huevo: El huevo es aproximadamente alargado de 1,5 mm de largo y 0,4 mm de ancho. Se va estrechando hacia ambos extremos. Un lado es convexo y el lado opuesto casi recto. Su

color es blanco rosado. Ellos pueden depositarse en tierra suelta, entre trozos de restos orgánicos, o partes de la planta tales como flores. Los huevos pueden colocarse individualmente o en pequeños grupos de hasta ocho. Las hembras producen, en promedio, un huevo por día. Duración de la fase de huevo se reporta que el promedio de ocho días (rango 6-12 días) (Capinera, J.L., 2002).

Ninfa: Las ninfas son aún más pequeñas miden aproximadamente 2 mm de longitud, si bien no vuelan tienen gran movilidad; el cuerpo es de color amarillento con manchas más oscuras en el abdomen, el tórax y la cabeza son de color negro con franjas amarillentas. Los ojos son grandes y prominentes como en los adultos. Presentan cinco estadios ninfales. Generalmente son cinco estadios, aunque se ha observado que varían de cuatro a seis números de ninfa. Las etapas ninfales inicialmente son de color blanco rosáceo, pero como crecen oscurece a marrón. Líneas longitudinales finas, oscuras la longitud del cuerpo. El cuerpo, con el abdomen considerablemente más ancho que el tórax. El desarrollo de la ninfa requiere alrededor de 4, 4, 4, 4 y 5 días, respectivamente, para estadios 1-5 (Milliken, 1918). Así, la duración total de la etapa ninfal es aproximadamente 21 días (rango 16-27 días) (Burgess y Weegar, 1986). (Anexo 12).

Distribución y registro

El género *Nysius* es el insecto de la familia Lygaeidae, contiene aproximadamente 106 especies en todo el mundo. Al igual que otros insectos de las semillas, hay algunas especies del género que han demostrado ser plagas de los cultivos de trigo y otros granos. Dentro de las estadísticas del género *Nysius* en especímenes registrados tenemos 533, muestras secuenciadas 417, muestras con códigos de barra 17, registros publicados 216, especies publicadas 12, publicadas en BINs 11. Fuente: (BOLDSYSTEMS [fecha de consulta: 19/09/2014]. Disponible en: http://www.boldsystems.org/index.php/taxbrowser_taxonpage)

Las instituciones que contribuyeron en almacenar especies del género *Nysius*; Biodiversity Institute of Ontario (246); Canadian National Collection of Insects, Arachnids (206); Mined from GenBank, NCBI (20); Bavarian State Collection of Zoology (18); Naturalis, Biodiversity Centre (10) National Museum of Natural History, Smithsonian Institution (5); University of Bergen, Natural History Collections (3). Laboratorios que realizaron la secuenciación; Biodiversity Institute of Ontario (393); Mined from GenBank, NCBI (20); Paul Hebert Centre for DNA Barcoding and Biodiversity studies (1); Korea Research

Institute of Bioscience and Biotechnology (1); Deutsches zentrum fuer Marine Biodiversitaetsforschung (1).

Especies registradas en islas hawaianas (por Robert Leslie Usinger, 1942); *Nysius abnorsmis; Nysius communis; Nysius mixtus; Nysius lichenicola; Nysius sublittoralis; Nysius longicollis; Nysius nigriscutellatus; Nysius rubescens; Nysius fucatus; Nysius blackburni; Nysius nemorivagus; Nysius terrestres; Nysius dallasi; Nysius delectus; Nysius coenosulus; Nysius delectulus; Nysius longicollis; Nysius suffusus; Nysius chenopodii; Nysius nihoae; Nysius neckerensis; Nysius nigriscutellatus; Nysius frigatensis; Nysius fullawayi subespecie flavus; Nysius fullawayi variedad infuscatus;*

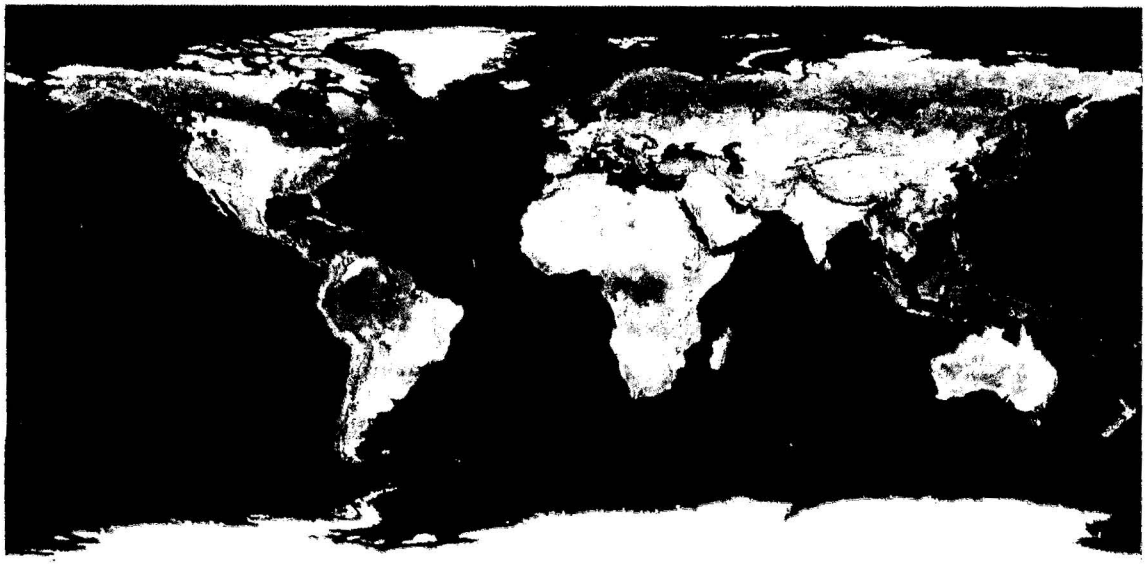


Figura 4: Zonas de colecta del género *Nysius* en el mundo.

Fuente: BOLDSYSTEMS – Google (2014).

1.6 Cría de insectos en laboratorio

Al implementar el manejo integrado de plagas es necesario considerar todos los aspectos que componen el agroecosistema del cultivo de interés, en ocasiones, cuando se incursiona en el biocontrol de alguna especie que se ha trabajado poco se hace indispensable el muestreo en campo para introducir insectos plaga al laboratorio con el fin de efectuar ensayos que permitan determinar con cuáles condiciones ambientales (altitud, temperatura, humedad, pH, entre otras) se desarrolla mejor la cría del organismo plaga. Por otra parte, al establecer una metodología de crianza en laboratorio se pueden identificar insectos parasitoides, hiperparasitoides, microorganismos (hongos y bacterias) y virus que amplíen la gama de especies con actividad biocontroladora, no obstante, sería ventajoso analizar y determinar

las condiciones óptimas de desarrollo de los ejemplares biocontroladores para poder criarlos masivamente (Portilla, 2006; Valerio, 2006).

Según Cohen, (2004); el desarrollo de biocontroladores es de suma importancia para conocer la metamorfosis completa y el nicho ecológico que juegan las especies hospedantes en los agroecosistemas. A su vez la reproducción de estos bajo estas condiciones garantiza una constante fuente de material libre del peligro de contaminaciones de los insectos por patógenos u otros, cosa que no sucede con las colectas hechas en campo las cuales solo son viables si el hospedante o la plaga se encuentra en grandes cantidades.

Este mismo autor sugiere que las características ideales del insecto hospedante bajo condiciones de laboratorio, es el que posee las siguientes características:

- Es fácilmente aceptado por las especies benéficas que van a ser cultivadas.
- Puede ser cultivado con facilidad sobre el medio del huésped, el cual está bien adaptado a procedimientos de insectario.
- Posee un grado rápido de incremento (fecundidad alta o ciclos cortos de vida, o ambos).
- Sea uniparental o no, presenta problemas serios de apareo.
- No produce subproductos dañinos, tales como secreciones melosas, seda o cera.
- Tiene hábitos alimenticios no especializados (se puede usar más de un huésped como medio).
- Es inmune a enfermedades.
- Presenta poca actividad interna.

Los insectos hospedantes utilizados en la producción masiva de entomófagos, pueden ser divididos en dos categorías: naturales y artificiales. El primer grupo generalmente es atacado en la naturaleza por los insectos benéficos, sucediendo lo contrario con los hospedantes artificiales (Boscán 1988); sin embargo, el potencial biocontrolador de algunos insectos es a veces impredecible o incierto por cuanto en muchos de ellos se desconocen los ciclos biológicos y las condiciones y/o requerimientos climáticos ideales para el normal desarrollo de su ciclo de vida, tanto del hospedante como del biocontrolador lo que trae como consecuencia un limitante al pensar en producciones masivas de éstos benéficos (Andrews y Quezada, 1989). Es aquí donde radica la importancia de criar en laboratorio insectos y conocer bajo condiciones controladas las características biológicas del hospedante, su

enemigo natural y por ende, el potencial que el controlador tiene y además el potencial de su producción masiva en aquellas especies que presenten un desarrollo poblacional exitoso en el laboratorio (Navarro y Doreste, 1995).

El estudio de los ciclos biológicos puede verse también facilitado con el empleo de dietas artificiales, las cuales han servido para la cría de insectos en laboratorio, siendo fundamentalmente utilizadas en especies con importancia económica, ya sea por su papel perjudicial para el hombre, por su utilización en lucha biológica, para alimentación de otros animales o para la elaboración de productos de consumo. En todos estos casos, lo que se ha pretendido es conseguir un gran número de ejemplares de una especie determinada para una posterior experimentación y/o explotación (Cohen, 2004).

En estos casos el cultivo masivo de los insectos entomófagos suele tener los siguientes propósitos:

- Estudiar a los insectos mismos para determinar con más precisión aspectos sobre sus hábitos, ciclo biológico y relaciones con el hospedante.
- Proporcionar grandes números de individuos para hacer liberaciones en el campo .y facilitar su establecimiento.
- Estar en condiciones de ampliar la distribución de una especie previamente introducida o nativa.
- Contar con una fuente de insectos entomófagos para liberarlos cada cierto tiempo en áreas donde el hospedante ha escapado a su control.
- Para lograr los propósitos anteriores, es necesario involucrar tres campos fuertemente interrelacionados: los insectos benéficos, sus hospedantes (plagas) y el sustrato alimenticio o planta bajo la cual se alimenta.

1.6.1 Dieta natural

Menusan Jr., (1943) utilizó por primera vez, las vainas verdes de frijol *Phaseolus vulgaris* (L., 1753) como fuente de alimento para chinches; más tarde, Sailer (1952) cria *N. viridula*; Wilde (1968) *Acrosternum hilare* (Say, 1832) e Mc Pherson (1971), *Euschistus tristigmus tristigmus* (Say, 1831) en esta misma dieta; Harris y Todd (1981), añadió, la citada dieta para criar *N. viridula*, maní, *Arachis hypogaea* (l., 1753), crudas y peladas. Sin embargo, Según estos autores, esta asociación ha generado problemas de reducción en fuerza y en la

BIBLIOTECA DE BIOMEDICAS

viabilidad de colonia cuando los chinches fueron criados por sucesivas generaciones en el laboratorio. El maní es nativa de América del sur, las semillas contienen componentes activos tales como flavonoides, ácidos fenólico, fitosteroles, alcaloides y estilbenos; han sido citados para el extracto de la semilla maní algunos efectos terapéuticos, así como antioxidantes y antihongos, acción bactericida (LOPES et al., 2011).

Costa (1991) encontró que la dieta más adecuada para mantener *N. viridula* en laboratorio estaba compuesto de soya y maní "Paraná". Correa-Ferreira (1985) prueba un nueva técnica de crianza de chinches usando semillas secas de soya y plantas de soja con vainas, obteniendo para *N. viridula* mortalidad ninfal de 37,5%.

Panizzi et al. (1996) usaron frutos de *Ligustrum lucidum* fruta (W. T. Aiton, 1810), para criar *N. viridula*, encontrando un período de desarrollo ninfal de 30 y 27 días para hembras y machos respectivamente y una fecundidad de 2 a 3 veces mayor cuando en comparación con la que se obtiene con otros alimentos, incluyendo soya.

Hasta hoy, las dietas naturales han mostrado como el más adecuadas para la crianza de chinches, que perfeccionó la metodología de la creación en EMBRAPA soya y se ofrecen alimentos pegados en las tarjetas de 10 x 8 cm, agregando por separado, vaina frijoles y frutos del *Ligustrum lucidum* en jaulas y/o potes de plástico con diferentes medidas, y colocándose en el interior, tul, algodón o plantas de soya picados como sustrato de ovoposición (CORREA-FERREIRA; AZEVEDO, 1997; CORREA- FERREIRA; PANIZZI, 1999; BORGES et al., 2006; FORTES et al., 2006).

1.6.2 Dieta artificial

Para Lygaeidaes fitófagos, no ha habido ningún avance importante en el desarrollo de dietas y se basaban en dietas artificiales utilizadas para lepidópteros. *Euschistus variolarius* (Palisot de Beauvois, 1817) fue la primera especie en ser criada en dieta artificial (SCHEEL; BECK; MEDLER, 1957); Jensen y Gibbens (1973), criaron ninfas de *N. viridula* en dieta merídica desarrollado para orugas de lepidópteros, tomando nota de que el tiempo de desarrollo de la ninfa se duplicó y la mortalidad fue muy alta. Los adultos tenían menor peso ganado y las hembras no colocaron huevos, cuando se hizo la comparación con hierbas naturales de la dieta vaina de frijol. Más adelante Kamano (1980), Japón, logra criar ninfas de *Riptortus clavatus* (Thunberg, 1783) (Hemiptera: Alydidae) en una dieta seca holídica compuesta de caseína de soya, una mezcla de 19 aminoácidos, almidón, sacarosa, celulosa,

mezcla de sales, colesterol, ácido ascórbico y una combinación de 9 vitaminas de complejo B, con resultados lejos de la dieta natural. Noda y Kamano (2002), adecuaron esta dieta de *R. clavatus* para una dieta merídica semisolidasólida, en la crianza de *N. viridula* y *N. antennata*, añadiendo la dextrina y el aumento de cantidad de aceite de soja, observando que, para la primera especie, una viabilidad ninfal superior al 87% y fecundidad similar a la de las hembras alimentadas de semillas de soya y maní.

Debolt (1982) fue el primer autor en publicar resultados prometedores en el uso de dietas artificiales para heterópteros, utilizando una dieta merídica líquida en vasos sellados con "parafilm". El autor logró mantener una colonia de *Lygus hesperus* (caballero, 1917) (Hemiptera: Miridae) durante más de 13 generaciones, con ninfas mostrando el tiempo desarrollo similar a los criados en la dieta natural y con las hembras poniendo mayor número de huevos en comparación con los criados en la dieta natural, siendo incluso más longevos. Cohen (2000), a partir de la dieta Debolt (1982) dio otra dieta utiliza para criar *Lygus lineolaris* (Palisot de Beauvois, 1818), desarrolló una dieta oligídica más barata y requiere menos mano de obra y que permitió la crianza de *L. hesperus* por 15 generaciones y *L. lineolaris* 5 generaciones. Alverson y Cohen (2002) observaron que las concentraciones de nipagin 1 000, 1 500 y 2 000 ppm, afectaron la supervivencia, peso de insectos (biomasa), fecundidad y el periodo de desarrollo para *L.hesperus*. Los mismos parámetros fueron afectados cuando fueron agregados a la dieta esporas de *Aspergillus niger* y antimicóticos para controlar el crecimiento de hongo (ALVERSON, 2003).

Panizi & Parra (1991) mencionan las exigencias nutricionales de los insectos como nutrientes esenciales a los Aminoácidos, vitaminas, sales minerales y nutrientes no esenciales como Carbohidratos, lípidos y esteroles.

CAPÍTULO II

MATERIAL Y MÉTODOS

La investigación se llevó a cabo en el laboratorio de Entomología de la Escuela Profesional y Académica de Biología de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa ubicado a 16°24'50,99" LS, 71°32'01,80" LO y a 2 327 msnm, entre los meses de Marzo y Agosto del 2014 a temperatura mensual promedio de 15,19 ± 1,08°C y humedad relativa mensual promedio de 31,95 ± 11,91%.

2. Metodología de campo

2.1 Ubicación geográfica de la zona de muestreo

El distrito Santa Rita de Siguas está ubicado al Noroeste de la provincia, departamento y región Arequipa. Aparece enclavado sobre las pampas del desierto costero local cuyo territorio es abruptamente cortado por los ríos Siguas y Vítor los que forman profundos valles transversales y delimitan las pampas de Siguas. Al nivel político-territorial presenta los siguientes límites: Por el Norte con la Provincia de Camaná; por Noreste con el distrito de San Juan de Siguas; y por el Este, Sur y Sureste con el distrito de Vítor. Su posición geográfica está comprendida entre las coordenadas 16°29`27`` de latitud Sur y 72°05`36`` de longitud Oeste. Posee una extensión territorial de 370.16 km^2 equivalente a 37 016 hectáreas. Se caracteriza por una significativa área agrícola. Predominan los suelos planos sobre los ligeramente ondulados, ambas unidades geomorfológicas salpicadas por una sucesión espontánea de dunas, pequeñas colinas y lomas. La altitud promedio alcanza a los 1 268 metros sobre el nivel del mar.

2.2 Obtención de muestras

La colecta de "chinches de la semilla" se realizaron en los campos de quinua de las variedades blanca, negra y roja de la irrigación de Santa Rita de Siguas-Arequipa que fueron sembradas en diferentes fechas Noviembre del 2013 a Marzo 2014 (Figura 6). Para la colecta de chinches de la semilla se revisó debajo de hojarascas presentes en la base de las plantas

de quinua y sobre la panoja (Figura 5). Se colecto con ayuda de un aspirador, colocando hojarascas en el interior del envase de plástico del material colectado de chinches una parte se utilizó para la identificación en el Laboratorio de Entomología por un especialista de la UNSA y otra para el enviado a SENASA-Lima para su identificación.

Figura 5: *Nysius* sp. sobre panoja de quinua. Santa Rita de Siguas – Arequipa. 2013

Figura 6: Colecta de individuos de *Nysius* sp; mediante el mecanismo de golpe sobre la panoja de quinua en bandeja de plástico. Santa Rita de Siguas – Arequipa. 2013

2.3 Metodología de laboratorio crianza del "chinche de la semilla" *Nysius* sp.

2.3.1 Establecemiento de temperatura y humedad del laboratorio de crianza

La temperatura y humedad relativa del laboratorio se registraron con un termohigrómetro digital BOECO Model SH – 110, colocado al lado de las unidades experimentales, la temperatura fluctúo entre 21 y 8°C. La humedad relativa fluctúo entre 24 y 56% y un promedio de 31.95%.

2.3.2 Seguimiento y desarrollo del chinche de *Nysius* sp. en Laboratorio

Para el seguimiento del desarrollo de *Nysius* las dietas fueron colocadas sobre las placas Petri cuando estas emergieron de huevo a ninfa I, y fueron alimentadas hasta completar el estado de adulto. Se observó las mudas de ninfa V a estado de adulto, para el emparejamiento y la copula. Las dietas artificiales como alimento se intercambió cada 6 a 7 días.

2.4 Determinación del ciclo de desarrollo

Para la crianza de colonias de "chinches de la semilla" se mantuvo en jaulas (para la obtención de colonias) de 30 x 40 x 20 cm alimentados con dieta natural de vainitas frescas. La unidad experimental para la crianza de *Nysius* sp. fue en un envase tipo vaso transparente de 320 ml (7,5 y 5,5 cm de diámetro; 9 cm de altura) invertido el cual en posición contenía un insecto chinche hembra adulto en su interior y además una tira de tejido de tul (2,5 x 10 cm) pegada en el interior del envase de plástico como sustrato de postura, las posturas de cada hembra fueron contadas diariamente y mantenidas en frascos pequeños, la dieta artificial en papel toalla se colocaron sobre una placa Petri de 9 cm de diámetro (Figura 7). El intercambio de dieta para cada unidad experimental se hizo entre 6-7 días.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTÍN
PROPIEDAD DE LA BIBLIOTECA DE BIOMÉDICAS
AREQUIPA - PERU

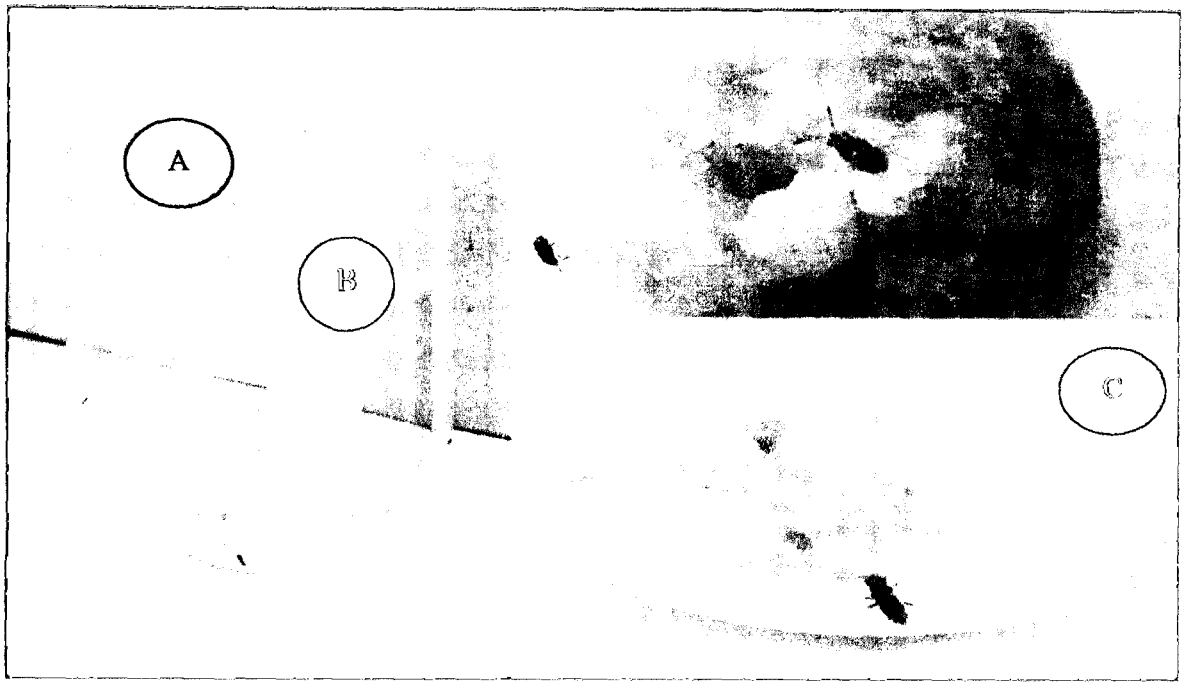


Figura 7: Envase de plástico de color transparente de 320 ml (7,5 y 5,5 cm de diámetro; 9 cm de altura) invertido (A) conteniendo un insecto chinche hembra adulto en su interior, tira de tejido de tul (2,5 x 10cm) pegada en el interior del envase como sustrato de postura (B), dieta en papel toalla sobre una placa petri de 9 cm de diámetro (C).

Fueron individualizadas 36 huevos de *Nysius* sp. en placas Petri de 9.0 cm de diámetro (Figura 7 A-C) y trasladados a un ambiente de crianza (Figura 8 A), luego alimentadas con dieta a partir del primer estadio de ninfa I hasta su adultez. Considerando cada unidad experimental como una repetición, según croquis de experimento (Anexo 7). El intercambio de vainas frescas de frijol fue cada 3 días en dieta de vainas, y la dieta meridica (cortada en 4 mm) fue cada 7 días; y con una jeringa hipodérmica se agregó agua para mantener húmeda el sustrato cada 3 días, en caso la dieta se reseque. La limpieza de cada unidad experimental se hizo en cada intercambio de dieta meridica. No se observaron presencia de hongos ni otro contaminante. Se hizo los mismos procedimientos en cada etapa de estadio hasta completar el ciclo. En la figura 8-A1 se observa el tul (tejido de algodón) adherido al envase de plástico en su interior, la figura 8-A2 muestra posturas de huevo, en la figura 8-B se observa las ninfas y adultos y en la figura 8-C nos muestra las unidades experimental.

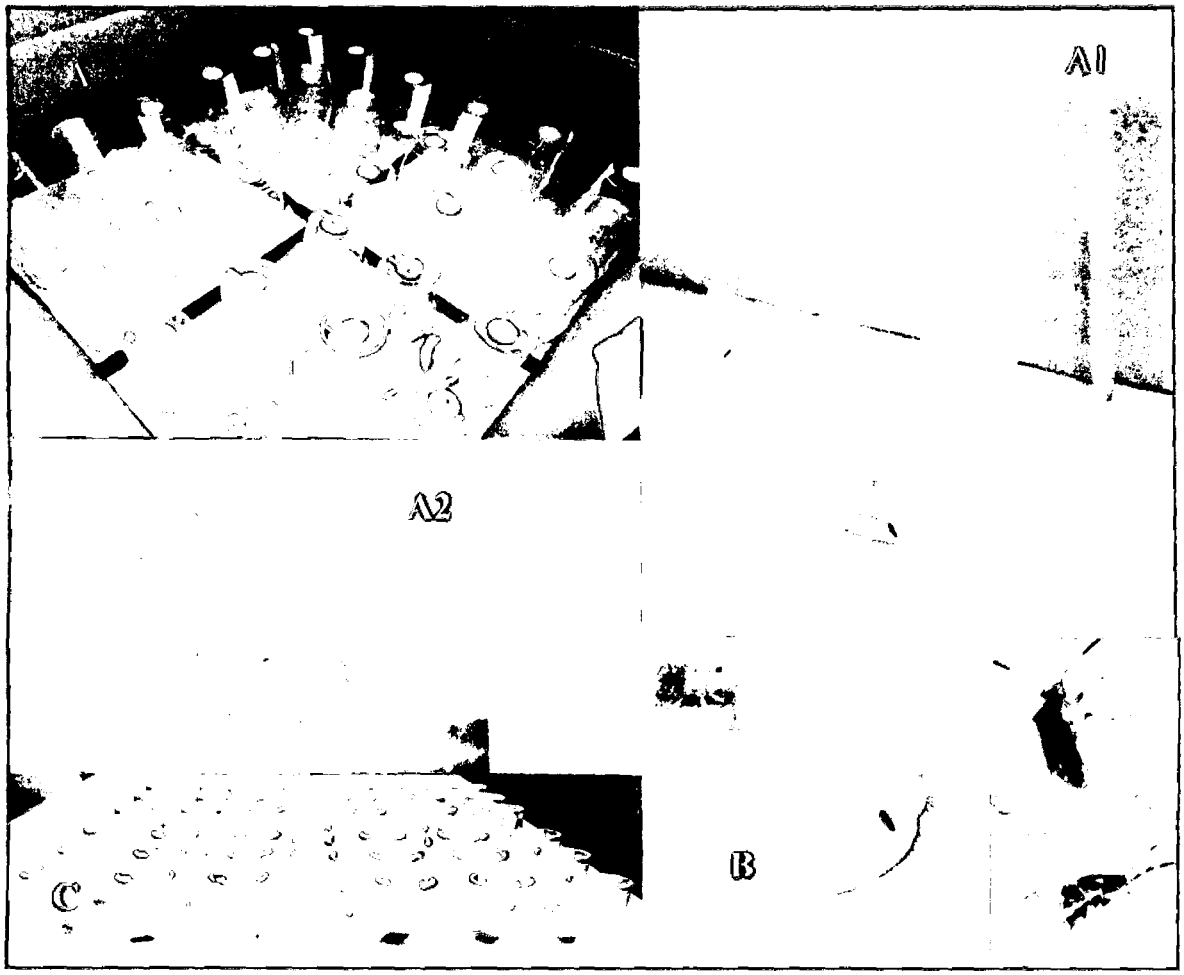


Figura 8: Secuencia de crianza de *Nysius* sp. en Laboratorio de entomología de la UNSA. A: Ambiente de crianza de *Nysius* sp. de 85 x 85 x 50 cm para los chinches (A1) tejido de algodón (sustrato de oviposición) conteniendo las posturas (A2); B: Ninfas y chinche en placas Petri de 9 cm de diámetro, (C) Unidades experimentales con sus respectivas dietas, y etapas de desarrollo de ninfas y chinches.

Los individuos que pasaron de estadio de ninfal V al estado de adulto, se les procedió al sexado, luego el traslado de machos (según bloque, tratamiento y concentración) a la unidad experimental de hembras para que estas copulen. Se observaron a los machos que son pequeños y fusiformes, las hembras son más grandes y notorios por el abdomen en vista ventral (Figura 18). Se realizó el siguiente emparejamiento a los que alcanzaron la adultez (Tabla 7) (Anexo 1-3).

Tabla 7. Emparejamiento de hembras y machos en *Nysius* sp.

BIT1C1 ♀	vs	BIVT1C1 ♂
BIIT1C1 ♀	vs	BIIIT1C1 ♂
BIT1C2 ♀	vs	BIIT1C2 ♂
BIIIT1C2 ♀	vs	Dieta natural ♂
BIVT1C2 ♀	vs	Dieta natural ♂
BIT1C3 ♀	vs	BIIT1C3 ♂
BIIIT1C3 ♀	vs	Dieta natural ♂
BIVT1C3 ♀	vs	Dieta natural ♂
BIT2C1 ♀	vs	Dieta natural ♂
BIIT2C1 ♀	vs	Dieta natural ♂
BIVT2C1 ♀	vs	BIIIT2C1 ♂
BIIT2C2 ♀	vs	BIT2C2 ♂
BIVT2C2 ♀	vs	BIIIT2C2 ♂
BIT2C3 ♀	vs	BIIT2C3 ♂
BIIIT2C3 ♀	vs	BIVT2C3 ♂
BIIT3C2 ♀	vs	Dieta natural ♂
BIVT3C3 ♀	vs	BIIT3C3 ♂

2.4.1 Ciclo Biológico de *Nysius* sp.

Para la determinación del ciclo biológico se obtuvo huevos ovipositados que tengan la oviposición del mismo día y que estas sean numerosas para luego trasladarlas a las respectivas unidades experimentales que son un total de treinta y seis. Una vez obtenida los huevos se procedió al traslado con sumo cuidado a cada placa Petri que pertenece a la unidad experimental, los huevos se colocaron sobre tela de tul de algodón como postura, colocándose un huevo por cada unidad experimental. Diariamente se revisó cada unidad experimental, se tomaron datos en cuaderno y se registraron cada cambio. Se revisaron los huevos que eclosionaron y emergieron las ninfas; se observaron cada estadio ninfal, y estas hasta convertirse en adulto, Los adultos que emergieron a partir de ninfa V, fueron emparejados, obteniendo un total de 17 parejas (17 hembras y 17 machos). El intercambio de dietas artificiales fue cada 6 a 7 días, se agregaron agua cada tres días sobre la dieta y así mantener la húmedad adecuada en el ambiente. La limpieza de cada unidad experimental se realizó en cada intercambio de dieta artificial (huevo-adulto).

2.5 Establecimiento de losParámetros Biológicos de *Nysius* sp.

2.5.1 Capacidad de oviposición

Se emparejaron 17 parejas, cada pareja fue colocada en su respectiva unidad experimental de la hembra, en el emparejamiento se tomaron criterios por tratamiento y en algunos se completó con machos de la crianza en dieta natural. Se observó diariamente cada unidad experimental emparejada y la cantidad de huevos ovipositados. Los resultados se anotaron.

2.5.2 Viabilidad de huevos

La viabilidad de huevos se calculó a partir de los obtenidos en las unidades experimentales. La cantidad de posturas fue el total de las hembras emparejadas que ovipositaron. Se anotaron la cantidad de huevos que eclosionaron para calcular el porcentaje de la viabilidad de huevos.

2.5.3 Mortalidad de ninfas

La mortalidad de ninfas que se tomaron en cuenta, son las que emergieron a partir de huevos colocados en las unidades experimentales, luego fueron alimentadas con dietas artificiales en cada unidad experimental. Se anotó las ninfas que murieron en la unidad experimental, que fueron alimentadas con dieta artificial en los tratamientos.

2.5.4 Proporción sexual

Para la determinación de la proporción sexual se contaron la cantidad de adultos (17♀ y 11♂) que completaron el ciclo. Para el sexado se observó la característica del tamaño y el abdomen ventral en hembras. Los resultados se anotaron.

2.5.5 Longevidad

La longevidad de adultos se determinó a partir de 28 adultos que emergieron de ninfas V, es decir, el tiempo desde que emergieron hasta su muerte. Los resultados se anotaron.

2.6 Preparación de dietas

En la preparación de dietas para la crianza de *Nysius* sp. Se utilizaron los siguientes componentes: semillas de frijol molido, maní molido, sacarosa, agua y concentración de sorbato de potasio como anticontaminante. (Tabla 5)

Tabla 5: Composición de dieta utilizada para *Nysius* sp (1)

Componente	Cantidad
Semillas de frijol molida	140 g
Semillas de maní molida	140 g
Sacarosa	20 g
Agua	100 ml
Sorbato de potasio	0.8; 2.0; 2.8 g

(1) Dieta confeccionada a partir de D4 (Dieta 4) Cerna et al (2012)

La parte experimental consistió en tres tratamientos y un testigo con dieta en base a vainitas frescas, cada uno con 4 repeticiones el primer tratamiento consistió de semillas de frijol

BIBLIOTECA DE BIOMEDICAS

molida variedad canario 35% + semillas de maní molido 35% + agua 25% + sacarosa 5% + sorbato de potasio con concentraciones de 0,2%; 0,5% y 0,7%. El segundo tratamiento consistió de semillas de frijol molida variedad panamito 35% + semillas de maní molido 35% + agua 25% + sacarosa 5% + sorbato de potasio con concentraciones de 0,2%; 0,5% y 0,7%. El tercer tratamiento consistió de semillas de frijol molida variedad guinda 35% + semillas de maní molido 35% + agua 25% + sacarosa 5% + sorbato de potasio con concentraciones de 0,2%; 0,5% y 0,7%. Todos estos tratamientos se hicieron con una réplica de cuatro repeticiones. (Tabla 6)

Tabla 6. Etapas de selección de dieta y anticontaminante para la crianza de *Nysius* sp.

Ingredientes	Dieta natural	Dieta		
		Dieta 1	Dieta 2	Dieta 3
Vaina fresca de frijol	500 g			
Semillas frijol coccionado y molida (variedad Canario)		35 g		
Maní crudo molido		35 g		
Sacarosa		05 g		
Agua		25 ml		
Sorbato de potasio		0.2, 0.5 y 0.7 %		
Semillas frijol coccionado y molida (variedad Panamito)			35 g	
Maní crudo molido			35 g	
Sacarosa			05 g	
Agua			26 ml	
Sorbato de potasio			0.2, 0.5 y 0.7 %	
Semillas frijol coccionado y molida (variedad Guinda)				35 g
Maní crudo molido				35 g
Sacarosa				05 g
Agua				27 ml
Sorbato de potasio				0.2, 0.5 y 0.7 %

Los componentes utilizados en las dietas artificiales (Tabla 5) fueron pesados. Se cocinaron los 140 g de frijoles de cada variedad con suficiente agua, una vez fríos, se pelaron y maceraron en un mortero de porcelana para la mezcla, este macerado se trasladó a un recipiente de 1000 ml, se agregaron los 140 g de maní molido, seguidamente se colocaron 100 ml de agua destilada en un beacker plástico de 500 ml, se agregaron los 20 g de sacarosa, la cual se mezcló vigorosamente; en cada caso se agregaron sorbato de potasio 0,8 g; 2,0 g; 2,8 g en cada preparación. Al alcanzar una mezcla homogénea de los componentes se transfirió al papel de aluminio (25 cm x 15 cm) para envolverlos y almacenarlos a 8°C en el

refrigerador del Laboratorio de Entomología (Anexo 11); obteniendo así 9 unidades de preparado en papel aluminio; 3 tratamientos con 3 concentraciones diferentes de sorbato de potasio. Para la alimentación de chinches las dietas fueron cortadas entre 4 y 5 mm (aproximadamente). Las unidades experimentales en laboratorio fueron de 36; desarrollándose de acuerdo al croquis del experimento (Anexo 7).

3. Análisis de Datos

Se realizo el ANOVA y la prueba de especificidad de Tukey. El diseño experimental utilizada es un factorial 3x3 (Tres dietas x tres concentraciones de sorbato de potasio), se utilizo el programa informático.

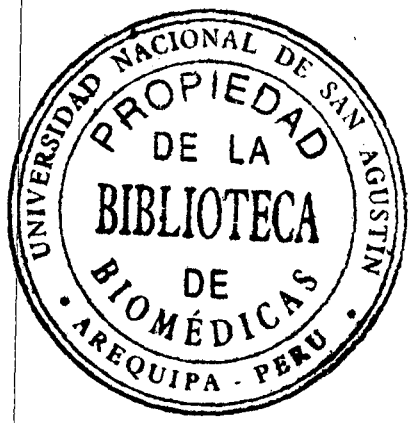
CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados del estudio de la determinación del ciclo y los parámetros biológicos de *Nysius* sp. se describen a continuación:

3.1 Ubicación taxonómica

Nysius sp. "chinche de la semilla", está ubicada en:



Reino: Animal

Phyllum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Hemiptera

Familia: Ligaeidae

Género: *Nysius*

Especie: *Nysius sp.*

La identificación de la familia y género en estudio fue corroborada por el entomólogo del SENASA M. Cs. Ing. Graciano Tejada y al Dr. Thomas J. Henry, del USDA. (Anexo 6).

3.2 Descripción morfológica

3.2.1 Estado de huevo

En la figura 9 se observa que los huevos son alargados translucido de un color blanco-rosado (Figura 9 A-B), y el huevo en estado avanzado toma un color anaranjado con puntos rojizos en los extremos (Figura10), de forma elíptica con un tamaño de 0.9 mm de longitud y de 0.28 mm de ancho, el corium es liso presenta estrías longitudinales con procesos micropilares. Las medidas obtenidas en el presente trabajo difieren a las mencionadas por Capinera (2002), que señala un tamaño de 1,5 mm de largo y 0,4 mm de ancho

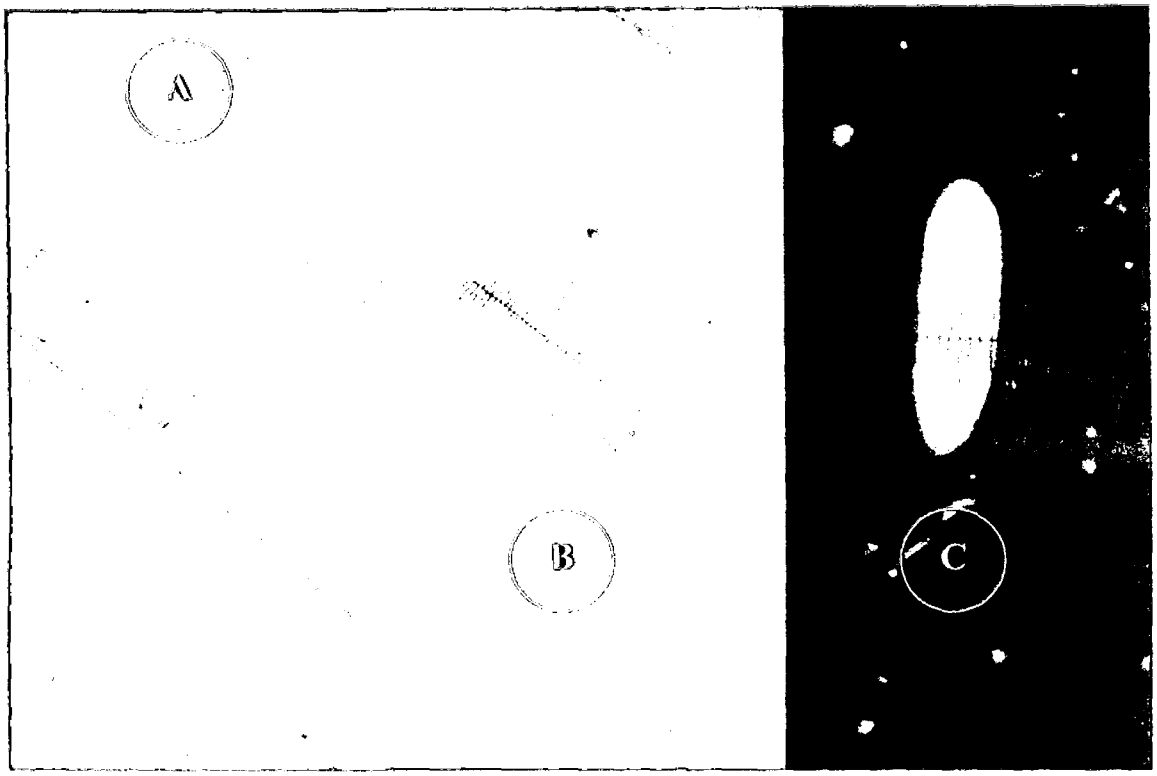


Figura 9: Estado de huevo de *Nysius* sp. a las 24 horas (A y B), a los 7 días (C). Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

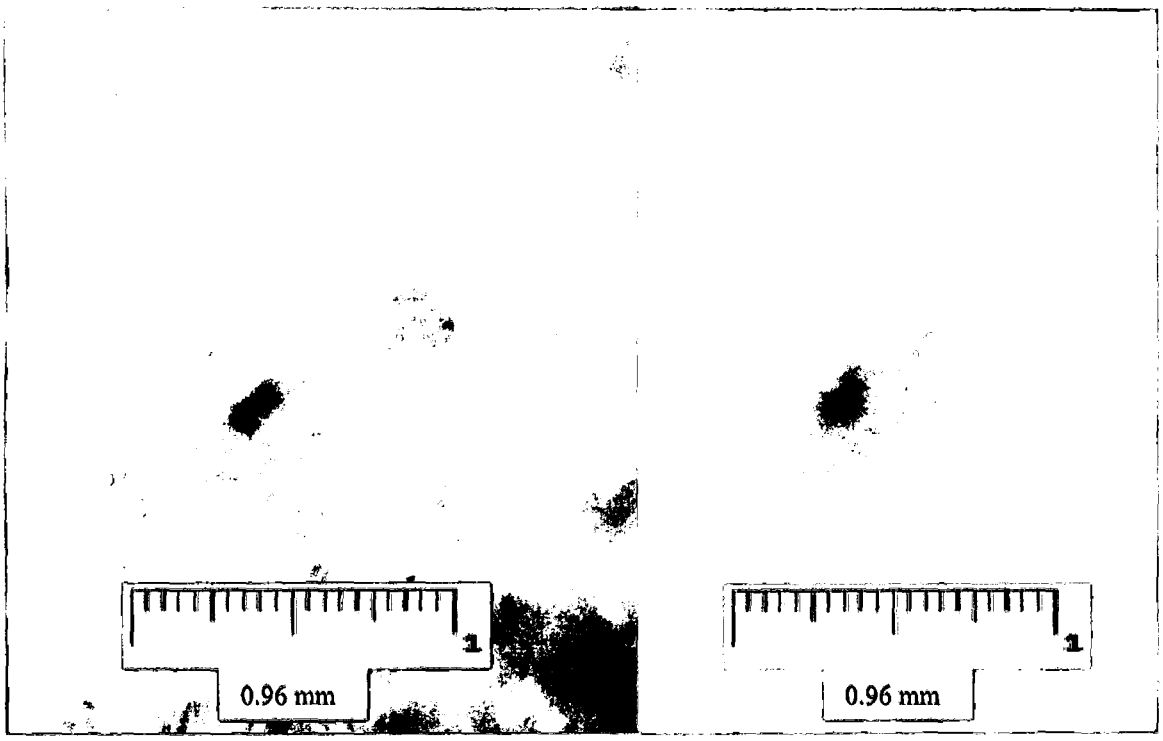


Figura 10: Estado de huevo de *Nysius* sp. en estado avanzado (día 13). Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

3.2.2 Estado de Ninfa

En la figura 11 se observa el estadio de **Ninfa I** con un tamaño de 1.22 mm de longitud y de 0.31 mm de ancho; el cuerpo después de la eclosión (Figura 11-A) es blanco translucido de un color naranja pálido con algunas franjas rojizas en la parte del abdomen; con las horas algunas zonas del cuerpo cambian a un color marrón oscuro (Figura 11-B). La cabeza se torna negro-marrón, los ojos son rojos, la antena toma un color negro pardusco, el pro-tórax y mesotórax adquieren un color negro pardusco y la longitud dorsal media es anaranjado. El oscurecimiento del cuerpo ocurre gradualmente durante un período de siete horas hasta que la coloración se defina. Presenta ocho segmentos abdominales, no dejan exuvia al pasar al siguiente estadio.

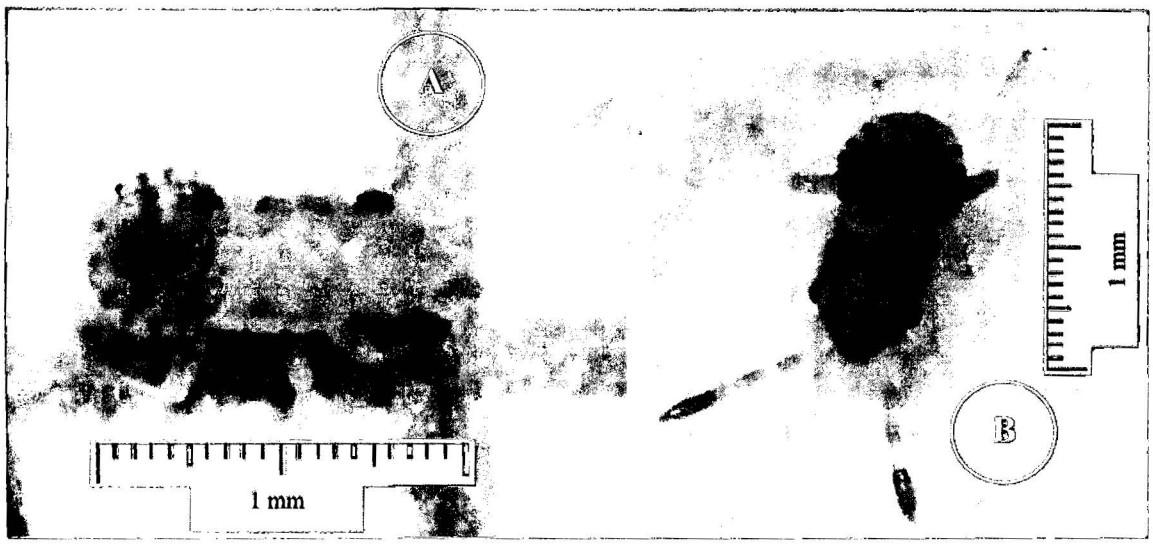


Figura 11: Estado de ninfa I de *Nysius* sp. después de la eclosión (A), a las 2 horas de la eclosión (B). Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

En la figura 12 se observa el estadio de **Ninfa II** con un tamaño de 1.56 mm de longitud y de 0.45 mm de ancho; la mitad anterior del cuerpo similar a la primera etapa de ninfa, excepto la pigmentación negra en metanotum que se ha extendido. La pleura va de transparente a gris pálido, hay aumento de volumen en el abdomen que se torna básicamente a un color naranja intenso en la superficie dorsal, compensada por las manchas de color rojo dispuestas irregularmente, en la superficie ventral carece de manchas excepto las rayas rojas laterales; bordes negros en los segmentos anterior al ano. Cuenta con ocho segmentos abdominales. Dejan exuvia al pasar al siguiente estadio

Figura 12: Estado de ninfa II de *Nysius* sp. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

En la figura 13 se observa el estadio de **Ninfa III** con un tamaño de 1.86 mm de longitud y de 0.66 mm de ancho; la cabeza de color negro, con 7 rayas en la cabeza y sutura ecdisial, ojos rojo oscuro, antenas color negro pardusco, en el tórax el pronotum, mesonotum y metanotum, la pigmentación es negra, la pleura es gris pálido, coxas y subcoxal en placas de color negro, el aspecto ventral del torax es anaranjado y va pálido al gris, patas de color negro pardusco; el abdomen esta rodeado por manchas rojas y algunos puntos blancos; el ano es negro. Presenta ocho segmentos abdominales. Dejan exuvia al pasar al siguiente estadio.

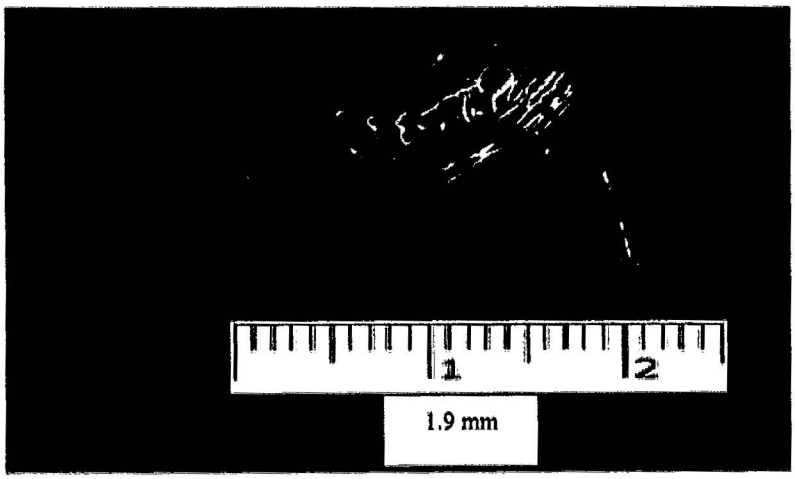


Figura 13: Estado de ninfa III de *Nysius* sp. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

En la figura 14 se observa el estadio de **Ninfa IV** con un tamaño de 2.36 mm de longitud y de 0.84 mm de ancho, la cabeza es color negro con 7 rayas y sutura ecdisial, ojos marrón rojizo, pleura gris pálido, patas marrón oscuro, abdomen principalmente es de color naranja intenso. Con alas vestigiales. El ano es de color negro. Cuenta con ocho segmentos abdominales. Dejan exuvia al pasar al siguiente estadio.

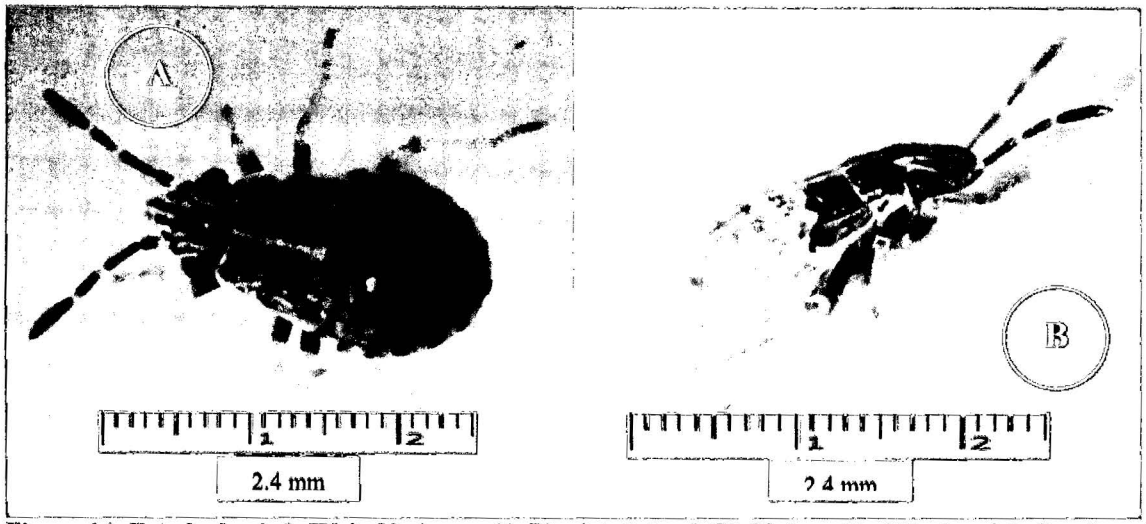


Figura 14: Estado de ninfa IV de *Nysius* sp. (A-B), vista lateral (B). Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

En la figura 15 se observa el estadio de **Ninfa V** con un tamaño de 3.52 mm de longitud y de 1.66 mm de ancho, la cabeza es de color negro con 7 rayas en la cabeza y sutura ecdisial, ojos marrón rojizo. Antenas de color marrón negras, bandas blancas oscuras en las articulaciones de los segmentos antenales. Tórax de color negro, con un desarrollo alar muy pronunciado, bandas oscura a través del pronoto densamente negro, en el proceso alar con manchas gris pálidos. La pleura se torna gris pálido; las piernas con coxoartrosis en placas de color negro, trocanter marrón oscuro, fémures marrón oscuro, las tibias café claro, tarso marrón oscuro. Abdomen gris, superficie ventral del abdomen de color similar a la superficie dorsal. Presenta ocho segmentos abdominales. Dejan exuvia al pasar al siguiente estadio.

De las descripciones anteriores se observa que cada ninfa se distingue fácilmente por el tamaño y que en cada proceso de muda toma un color beige-naranja (Figura 15-A); por pigmentación negra en el matanotum en las tres primeras ninfas y por el desarrollo del proceso alar en el cuarto y quinto ninfa. Las descripciones morfológicas que se mencionan para las ninfas en este trabajo se asemejan alas descritas por Molinar (2010)

BIBLIOTECA DE BIOMEDICAS

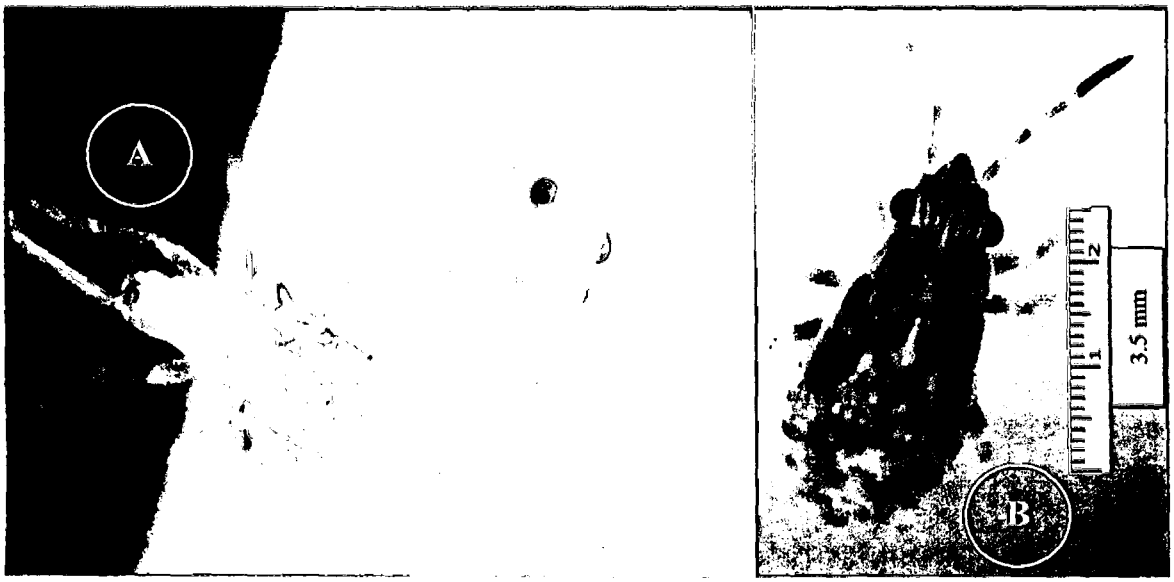


Figura 15: Estado de ninfa V en proceso de muda, el color es de beige-naranja y los ojos son de color rojizo (A), con las horas se pigmentan a un color oscuro (B) en *Nysius* sp. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

3.2.3 Estado de Adulto

En la figura 16 se observa el estado adulto con un tamaño de 3.82 mm de longitud y 1.52 mm de ancho en hembras; 3.08 mm de longitud y 1.04 mm de ancho en machos. El cuerpo es de color grisáceo a marrón oscuro densamente cubierto por una pilosidad corta. Presenta puntos negros en cabeza, pronoto, y escutelo con manchas oscuras dispersas en hemiélitros, patas y abdomen. **La cabeza triangular**, con ojos salientes globosos sin orbitas, de color gris pardusco; ocelos rojizos situados en la parte posterior del vértex, la distancia que los separa es mayor que la anchura de los ojos la distancia de los ocelos al borde anterior del pronoto es la mitad de la distancia del ocelo al ojo (Figura 19). Color de cabeza amarillo grisáceo debido a la confluencia de puntos negros que presenta; el resto de la cabeza punteado. Las antenas de color marrón grisáceo, el primer artejo es grueso arqueado, el segundo artejo mayor que el tercero, los artejos II yIII moderadamente engrosados en su extremo distal (oscuro), IV artejo fusiforme. **El pronoto trapezoidal** está cubierto por manchitas negras espaciados en su superficie. En la parte anterior a las cicatrices pronotales los puntos están más agrupados. **El escutelo triangular** más densamente cubierto por puntos negros que el pronoto, la zona anterior es más oscura que el resto. En su parte posterior sin puntos negros que termina en un vértice posterior romo y algo elevado. El mesopleura, metapleura y propleura con algunos puntos negros. Los Hemiélitros algo esclerotizados con las zonas entre las venas translucidas. Borde costal convexo, ensanchado y amplio a partir

del tercio basal. En venas y otras partes del hemiélitros hay pequeñas manchas marrones. Membrana transparente con 5 venas y sobrepasando ampliamente el extremo del abdomen (Figura 18). El abdomen sin puntos negros. El dorso del abdomen es de color negro, la parte ventral del abdomen es marrón oscuro. Las patas son amarillas con fémures provistos de puntos negros, tibias amarillas, tarsos amarillos. Los adultos en la muda son de color beige (Figura 17).

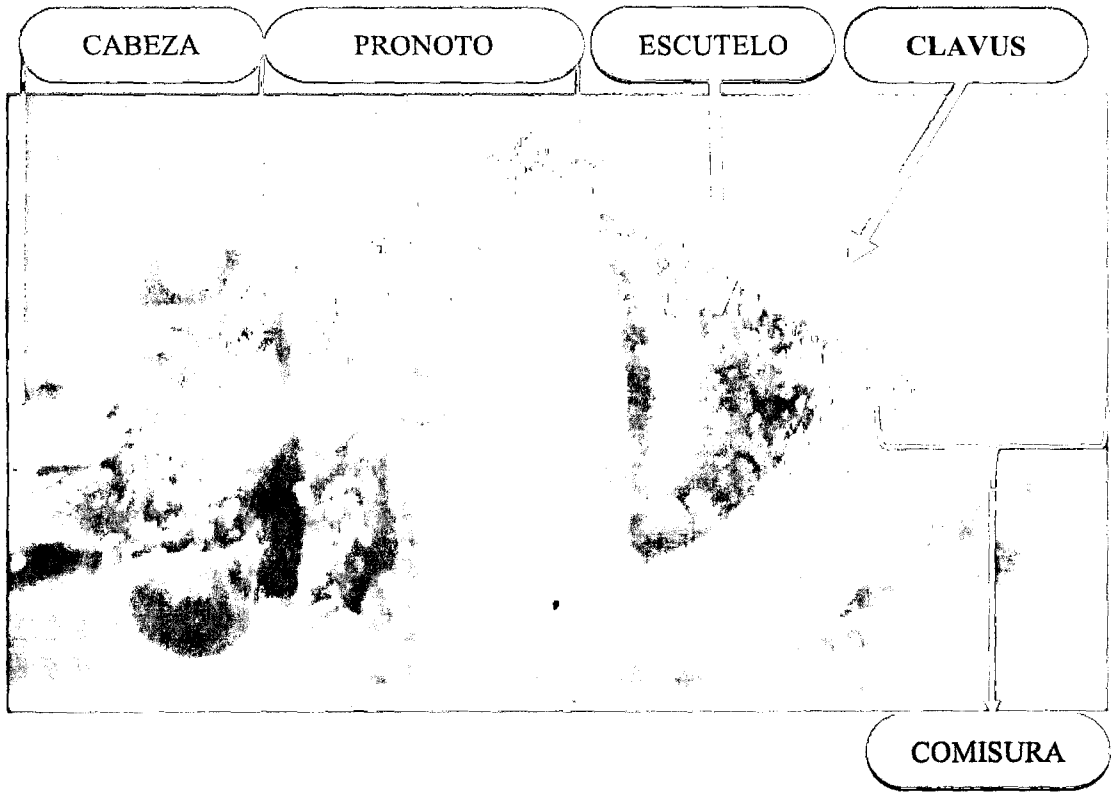


Figura 16: Estado de adulto con cabeza triangular, pronoto trapezoidal, escutelo triangular, clavus y la comisura; en *Nysius* sp. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014

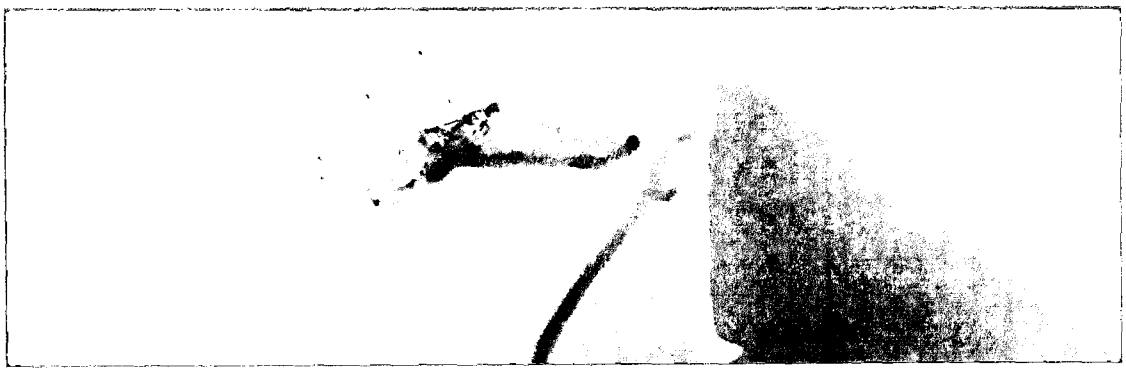


Figura 17: Estado de muda, el paso de ninfa - adulto con un color beige en *Nysius* sp. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

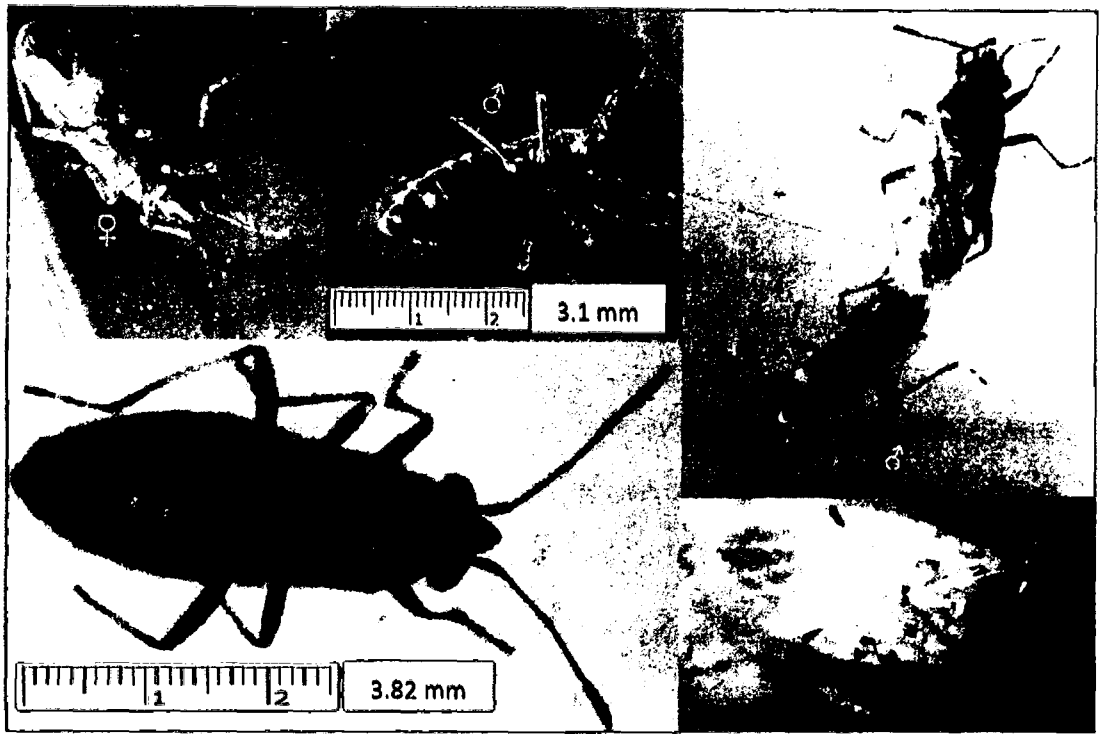


Figura18: Estado de adulto hembra, macho con vista ventral y venación del hemiélitro con 5 venas en la membrana en *Nysius* sp. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014.

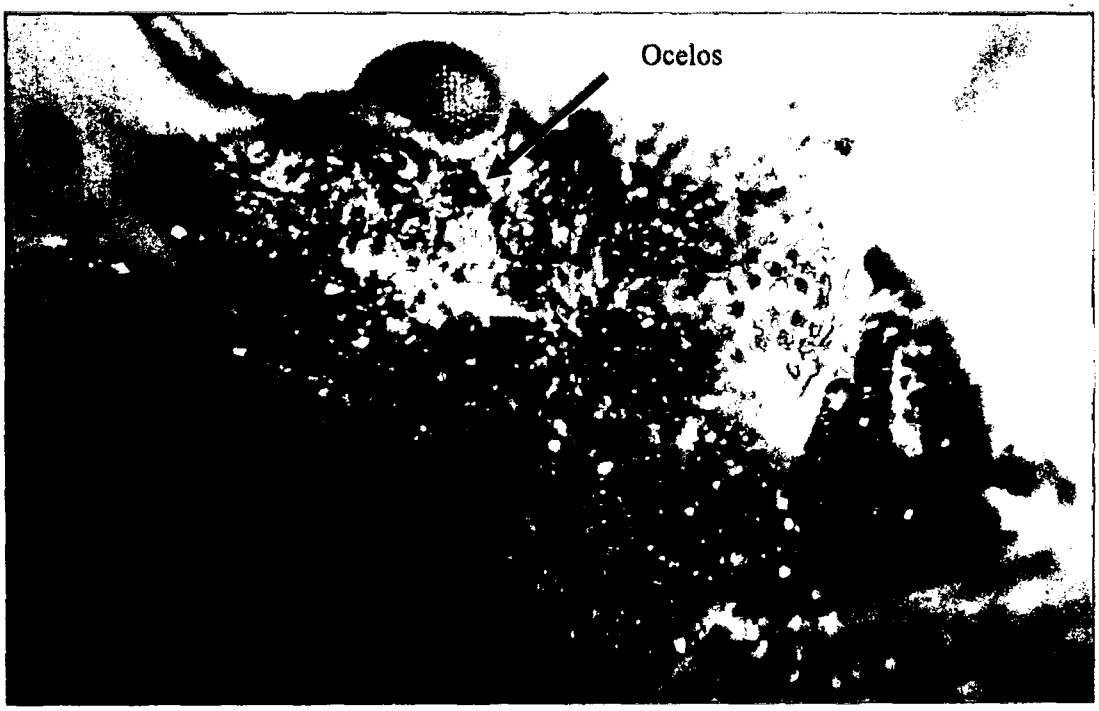


Figura 19: Estado de adulto con ocelos presentes en *Nysius* sp. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa. 2014

3.3 Determinación del Ciclo de Desarrollo y Biológico *Nysius* sp. en crianza de laboratorio

3.3.1 Estado del desarrollo de huevo

Como se observa en el cuadro 3 el estado de desarrollo en huevos es de 14-15 días con un promedio de 14,75±0.75, que difiere con lo reportado por Capinera (2002), que indica el periodo de fase de huevo es de ocho días.

3.3.2 Estado del desarrollo de ninfa

En el cuadro 3 se observa que el primer estadio ninfal en dieta canario y panamito duro 15,5±0,5 días. El segundo estadio ninfal en dieta canario y panamito dura 15,5±0,6 y 16,5±0,5 días respectivamente. El tercer estadio ninfal en dieta canario y panamito dura 20±0,4 y 19,5±0,6 días respectivamente. El cuarto estadio ninfal en dieta canario y panamito dura 25±0,5 y 24,5±0,5 días respectivamente. El quinto estadio ninfal en dieta canario y panamito dura 30,5±0,4 y 29,5±0,5 días respectivamente. En el presente trabajo, la duración total del estado ninfal en dieta canario y panamito fue de 106,5±5,2 y 105,5±4 días respectivamente. La muda dura entre 3 a 5 minutos, dejan exuvia a partir de la segunda ninfa hasta convertirse en adulto. Capinera (2002), reporta 4, 4, 4, 4 y 5 dias respectivamente, valor que difiere con lo registrado en el presente trabajo.

Cuadro 3: Ciclo de desarrollo y longevidad de *Nysius* sp. en los meses de Marzo a Agosto. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa 2014.

Estado de desarrollo	Mínimo en días		Máximo en días		Promedio	
	Dieta canario	Dieta panamito	Dieta canario	Dieta panamito	Dieta canario	Dieta panamito
Huevo	15	15	15	15	15	15
Ninfa I	15	15	16	16	15.5	15.5
Ninfa II	14	15	17	18	15.5	16.5
Ninfa III	19	18	21	21	20	19.5
Ninfa IV	24	22	26	27	25	24.5
Ninfa V	29	28	32	31	30.5	29.5
Longevidad de Hembra	33	34	38	38	35.5	36
Longevidad de Macho	28	30	31	35	29.5	32.5

3.3.3 Ciclo biológico de *Nysius sp.*

Como se observa en el cuadro 4, con los valores obtenidos (ciclo de desarrollo con dieta frijol canario y panamito fue de 120.42; 119.5 días respectivamente y la longevidad de adulto con un promedio de 33.81±3 días) se obtuvo el ciclo biológico de *Nysius sp.* de 155.1 días como promedio. El valor obtenido en el presente estudio se aproxima con lo reportado por Molinar (2002), que menciona que tiene entre 2 ó 3 generaciones por año.

Cuadro 4: Ciclo de desarrollo y ciclo biológico de *Nysius* sp. en dietas frijol canario y panamito en los meses de Marzo a Agosto. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa 2014.

Estados	Estadios	Duración de estadios (días)		Duración de estados (Días)		Ciclo de desarrollo (Días)		Ciclo biológico (Días)	
		D. frijol canario	D. frijol panamito	D. frijol canario	D. frijol panamito	D. frijol canario	D. frijol panamito	D. frijol canario	D. frijol panamito
Huevo				14.75	14.75	120.42	119.5	154.42	154.42
Ninfa	I	15.33	15.33	105.67	104.75				
	II	15.17	15.75						
	III	20.17	19.67						
	IV	24.17	24.50						
	V	30.25	29.50						
Adulto				34	34.92				

3.4 Establecimiento de los Parámetros Biológicos de *Nysius* sp.

3.4.1 Capacidad de oviposición

Como se observa en el cuadro 7 la capacidad de oviposición promedio fue de 14.39 huevos/hembra y de 2±0,5 huevos/hembra/día (1 como mínimo y 2 como máximo). Estos resultados difieren con los registrados por Capinera (2002), menciona que las hembras producen, en promedio de 8 huevos/hembra y de 1 huevos/hembra/día.

3.4.2 Viabilidad de huevos

La viabilidad de huevos se determinó a partir de 244 huevos sometidos a observación, de los que emergieron 244 ninfas y que representa el 100%. No existe información sobre la descripción de datos sobre la viabilidad de huevos.

3.4.3 Mortalidad de ninfas

Esta observación es a partir de la realización del experimento en 36 unidades experimentales de huevo, de las cuales emergieron el 100%; donde se observo mayor cantidad de muertes fue en el tratamiento 3, corresponde a frijol guinda (T3); en el tratamiento 3 de concentración 1 (T3C1) solo llegaron a ninfa II, la mortalidad es del 100%; en el tratamiento 3 de concentración 2 (T3C2) la mortalidad es del 75% en ninfa III, en el tratamiento 3 de concentración 3 (T3C3) la mortalidad es del 25% en ninfa IV; y la mortalidad en los tratamientos T1 y T2 es nula de 0% (Anexo 1-3). No existe información sobre la descripción de mortalidad de ninfas.

Cuadro 5: Porcentaje de sobrevivencia y mortalidad de *Nysius* sp. en los meses de Marzo a Agosto. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa 2014.

Dieta*concentracion	Cantidad ninfas	Sobrevivencia (%)	Mortalidad (%)
T1C1	4		
T1C2	4	100	
T1C3	4		
T2C1	4		
T2C2	4	100	
T2C3	4		
T3C1	4	0	100
T3C2	4	25	75
T3C3	4	75	25

3.4.4 Proporción sexual

La proporcíon sexual de *Nysius* sp. es de 0,61 y este resultado indica en proporción un valor superior a machos. No existe información sobre la descripción de datos sobre proporción sexual.

Cuadro 6: Proporción sexual de *Nysius sp.* Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa 2014.

Periodo	N° de Ninfas V aisladas	Machos emergidos	Hembras emergidas	Proporcion sexual
Marzo-Agosto	28	11	17	0.61

3.4.5 Longevidad

La longevidad de los adultos de *Nysius* sp. fue de 33,81±3 días (mínimo 28 días y máximo 38 días), las hembras tuvieron una vida de 35,99±1,3 y los machos 30,63±2,1 días. La longevidad de chinches en dieta artificial con frijol canario y panamito es superior a la dieta natural. No existe información sobre la descripción de la longevidad.

Cuadro 7: Numero de oviposiciones/hembra de *Nysius sp.* en los meses de marzo – agosto. Laboratorio de Entomología. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa 2014.

N°	Parejas				Oviposiciones mínimas/día	Oviposiciones máximas/día	Total de huevos/hembra
1	BIT1C1 ♀	vs	BIVT1C1 ♂		2	2	14
2	BIIT1C1 ♀	vs	BIIIT1C1 ♂		2	2	14
3	BIT1C2 ♀	vs	BIIT1C2 ♂		2	2	14
4	BIIIT1C2 ♀	vs	Dieta natural	♂	1	2	15
5	BIVT1C2 ♀	vs	Dieta natural	♂	2	2	14
6	BIT1C3 ♀	vs	BIIT1C3	♂	1	2	15
7	BIIIT1C3 ♀	vs	Dieta natural	♂	2	2	14
8	BIVT1C3 ♀	vs	Dieta natural	♂	2	2	14
9	BIT2C1 ♀	vs	Dieta natural	♂	2	2	14
10	BIIT2C1 ♀	vs	Dieta natural	♂	2	2	14
11	BIVT2C1 ♀	vs	BIIIT2C1	♂	2	2	14
12	BIIT2C2 ♀	vs	BIT2C2	♂	1	2	15
13	BIVT2C2 ♀	vs	BIIIT2C2	♂	1	2	15
14	BIT2C3 ♀	vs	BIIT2C3	♂	1	2	15
15	BIIIT2C3 ♀	vs	BIVT2C3	♂	2	2	14
16	BIIT3C2 ♀	vs	Dieta natural	♂	1	2	15
17	BIVT3C3 ♀	vs	BIIT3C3	♂	2	2	14

3.5 Comportamiento de *Nysius* sp.

3.5.1 Emergencia de ninfa y adulto

La emergencia de ninfa y adulto es lenta, emerge por la parte dorsal superior, del cual logran salir ayudándose de las patas y luego quedar inmóvil por unos instantes (3 minutos). Al emerger la ninfa posee un color beige-naranja y beige-claro en adultos, conforme transcurre

el tiempo tornan a un color más oscuro (Figura 15-A y 17). No existe información sobre la descripción de emegencia de ninfa y adulto.

3.5.2 Desplazamiento

El desplazamiento en ninfas y adulto es con una gran movilidad. Las que fueron alimentadas con en frijol guinda tuvieron menor movilidad. No existe información sobre la descripción de desplazamiento.

3.5.3 Alimentación

Tanto ninfa y adulto de *Nysius* sp. son picador chupador, se alimentan succionando la dieta artificial humeda. La dieta seleccionada fue a base de frijol canario y panamito, ya que estas presentaron un desarrollo favorable con respecto a las mencionadas dietas. Las concentraciones de 0,2%; 0,5% y 0.7% no afectaron en el tratamiento 1 y 2. Se pudo observar que en la dieta a base de frijol guinda y la concentración de 0,7% no se vieron afectadas algunos insectos (Cuadro 5). No existe información sobre la descripción de alimentación.

3.5.4 Apareamiento

El apareamiento se realiza al décimo día en promedio, después de la emergencia de ninfa V al adulto. Los machos son los que inician el apareamiento; la copula dura un promedio de cuatro horas (Figura 30). No existe información sobre la descripción de apareamiento.

3.5.5 Oviposición

La oviposición la realizan al tercer día después del apareamiento. Los huevos pueden colocarse individualmente y/o en grupos. Luego los huevos se adhieren al sustrato hasta la eclosion. La oviposición la realizan entre 7 a 8 días, algunos con posturas de hasta 15 huevos, normalmente es 2 huevos por día. La oviposición en dieta a base de frijol canario y panamito fueron superiores a la dieta control. No existe información sobre la descripción de oviposición.

3.6 Análisis de datos

Los análisis se muestran en las siguientes tablas y figuras.

Tabla 8: Tiempo de duración huevo – adulto de *Nysius* sp.

DIETA	*CONCENTRACION DE SORBATO DE POTASIO*	*DURACIÓN* $\overline{X} \pm S$ *(dias)*
FRIJOL CANARIO	SORBATO DE POTASIO 0.2%	151.25 ± 4.99
	SORBATO DE POTASIO 0.5%	155.75 ± 4.79
	SORBATO DE POTASIO 0.7%	156.25 ± 3.86
FRIJOL PANAMITO	SORBATO DE POTASIO 0.2%	154.50 ± 3.51
	SORBATO DE POTASIO 0.5%	156.00 ± 3.46
	SORBATO DE POTASIO 0.7%	152.75 ± 5.56
FRIJOL GUINDA	SORBATO DE POTASIO 0.2%	40.50 ± 9.43
	SORBATO DE POTASIO 0.5%	81.25 ± 52.12
	SORBATO DE POTASIO 0.7%	138.25 ± 37.56

La tabla 8 muestra los promedios y las desviaciones estándar del tiempo de duración de huevo a adulto de la crianza de *Nysius* sp. Según tratamiento (dieta) y concentraciones de sorbato de potasio.

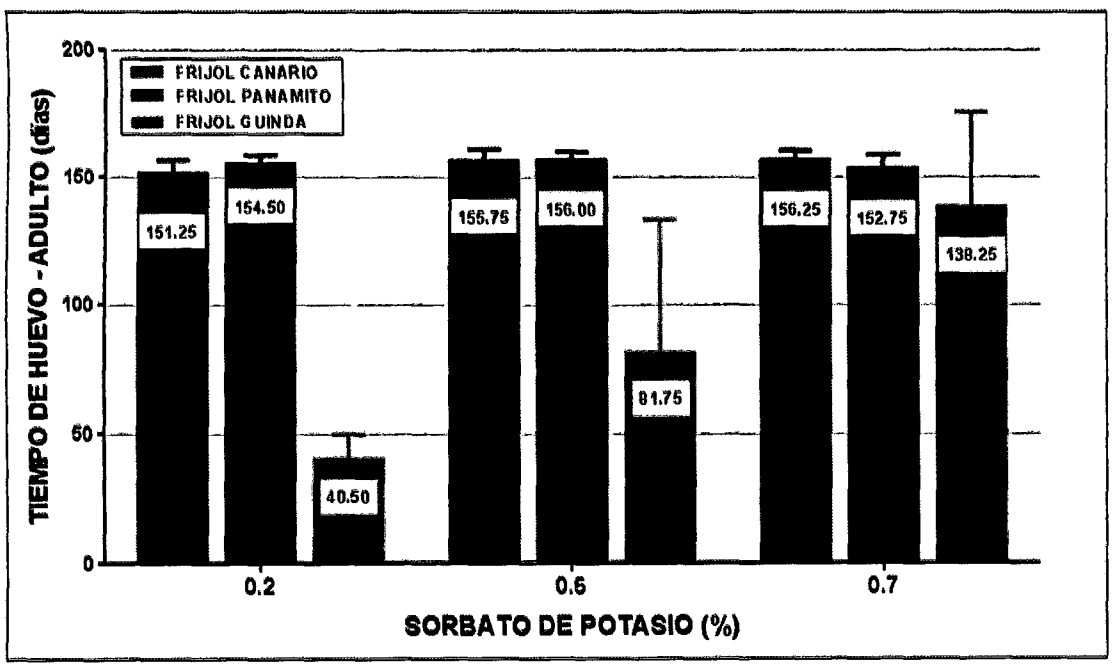


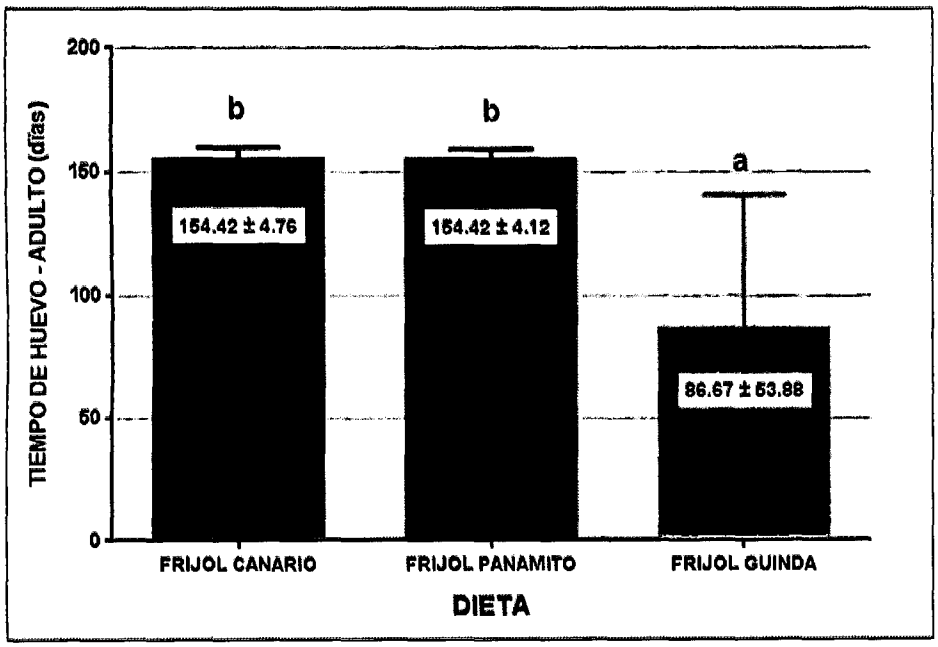
Figura 20: Tiempo de duración de huevo – adulto de *Nysius* sp. según concentraciones de sorbato de potasio y dietas.

Tabla 9: Comparación del tiempo de duración de huevo – adulto de *Nysius* sp.

FUENTE DE VARIABILIDAD	*SUMA DE CUADRADOS*	*GL*	*MEDIA CUADRÁTICA*	*F*	*SIGNIFICANCIA P*
DIETA	36720.500	2	18360.250	38.120	0.000...A.S.
CONCENTRACION	6813.167	2	3406.583	7.073	0.003 A.S.
**DIETA * **	12554.833	4	3138.708	6.517	0.001 A.S.
Error	13004.500	27	481.648		
Total corregida	69093.000	35			

*** A.S.: Diferencias altamente significativas (P<0.01)**

En la Tabla 9, se observa la prueba de comparación de ANOVA factorial, la misma que indica diferencias altamente significativas en el tiempo de duración de huevo a adulto de *Nysius sp.* por efecto de la aplicación de diferentes dietas (P<0.01), también se muestra diferencias altamente significativas (P<0.01) en el tiempo de duración de huevo a adulto por efecto de la aplicación de diferentes concentraciones de sorbato de potasio, así mismo se muestra un efecto combinado altamente significativo (P<0.01) con la aplicación de las diferentes dietas y las concentraciones de sorbato de potasio.



PRUEBA DE TUKEY: (a, b).

Figura 21: Diferencias en el tiempo de duración de huevo – adulto de *Nysius* sp. por efecto de la dieta.

La figura 21 muestra la presencia de 2 grupos (a y b), según la prueba de especificidad de Tukey, siendo las dietas de frijol canario y frijol panamito las que presentaron mayor tiempo de duración de huevo –adulto (ciclo completo) (b), en comparación a la dieta con frijol guinda (a).

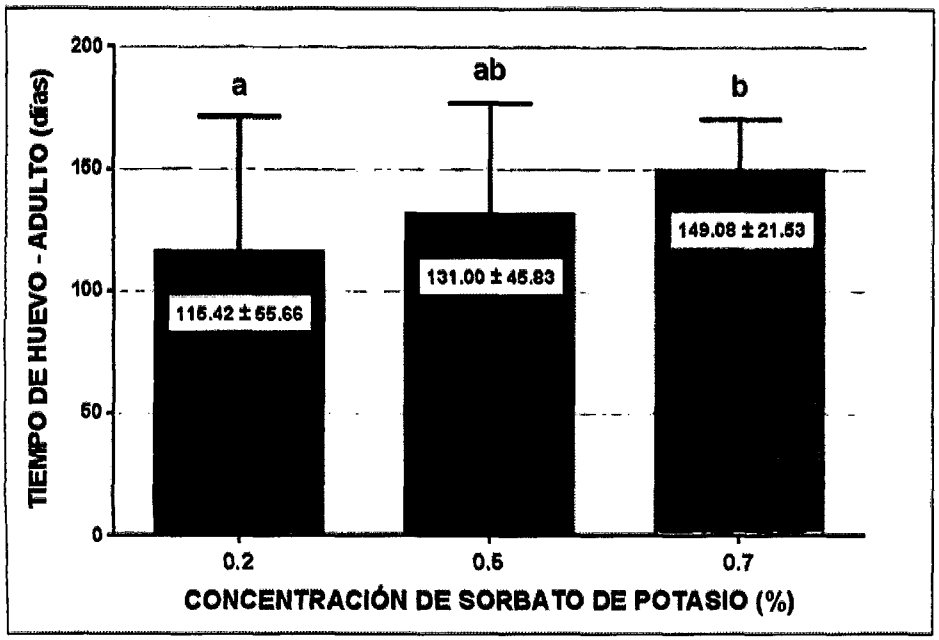


Figura 22: Diferencias en el tiempo de duración de huevo – adulto de *Nysius* sp. por efecto de la concentracion de sorbato de potasio.

La figura 22 muestra la presencia de 2 grupos (a y b), según la prueba de especificidad de Tukey, siendo la concentración de 0.7% de sorbato de potasio la que presentó mayor tiempo de duración de huevo –adulto (ciclo completo) (b), en comparación a la concentración de 0.2% de sorbato de potasio (a).

Tabla 10 Dimensiones según estadío de *Nysius* sp.

ESTADÍO	ANCHO	LARGO
	$\overline{X} \pm S$ *(mm)*	$\overline{X} \pm S$ *(mm)*
HUEVO	0.27 ± 0.01	0.96 ± 0.05
NINFA I	0.31 ± 0.01	1.22 ± 0.04
NINFA II	0.45 ± 0.05	1.56 ± 0.05
NINFA III	0.66 ± 0.05	1.86 ± 0.05
NINFA IV	0.84 ± 0.05	2.36 ± 0.05
NINFA V	1.66 ± 0.05	3.52 ± 0.04
ADULTO ♀	1.52 ± 0.08	3.82 ± 0.04
ADULTO ♂	1.04 ± 0.05	3.08 ± 0.08

La tabla 10 muestra los promedios y las desviaciones estándar del ancho y el largo de cada estadío del ciclo de vida de *Nysius sp.*

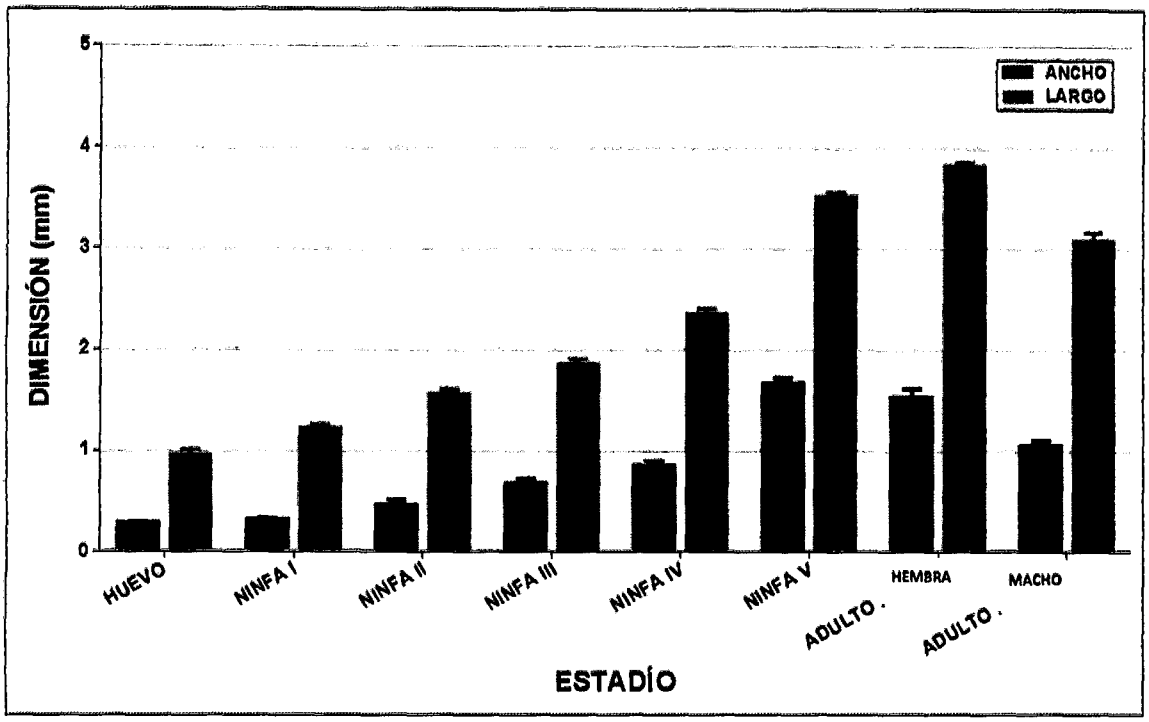


Figura 23: Dimensiones según de estadío de *Nysius* sp.

Tabla 11: Tiempo de duración de Huevo – Ninfa V según dieta del ciclo de vida de *Nysius* sp.

ESTADÍO	TIEMPO DE DURACIÓN			
	DIETA FRIJOL CANARIO	DIETA FRIJOL PANAMITO	DIETA FRIJOL GUINDA	CONTROL
	$\overline{X} \pm S$ *(días)*	$\overline{X} \pm S$ *(días)*	$\overline{X} \pm S$ *(días)*	$\overline{X} \pm S$ *(días)*
HUEVO	14.75 ± 0.45	14.75 ± 0.45	14.75 ± 0.45	15.00 ± 0.00
NINFA I	15.33 ± 0.49	15.33 ± 0.49	15.08 ± 0.51	15.00 ± 0.00
NINFA II	15.17 ± 0.83	15.75 ± 0.97	12.75 ± 5.03	14.25 ± 0.96
NINFA III	20.17 ± 0.83	19.67 ± 0.89	13.42 ± 10.89	20.75 ± 0.50
NINFA IV	24.75 ± 0.87	24.50 ± 1.24	9.58 ± 11.77	23.50 ± 1.29
NINFA V	30.25 ± 0.75	29.50 ± 1.00	10.42 ± 15.40	24.50 ± 0.58

La tabla 11 muestra los promedios y las desviaciones estándar del tiempo de duración desde huevo a ninfa V del ciclo de vida de *Nysius* sp. en general mayores tiempos promedio de duración para la dieta de frijol canario, desde el estadío de huevo (14.75 ± 0.45 días) hasta el estadío de ninfa V (30.25 ± 0.75 días).

Tabla 12: Evaluación de los parametros de temperatura y humedad medias en seis meses de crianza de *Nysius* sp.

MES	PARAMETROS	
	TEMPERATURA MEDIA	HUMEDAD MEDIA
	$\overline{X} \pm S$ (°C)	$\overline{X} \pm S$ (%)
MARZO	15.08 ± 1.05	64.16 ± 13.25
ABRIL	16.26 ± 1.11	43.57 ± 13.12
MAYO	14.54 ± 0.91	25.39 ± 8.01
JUNIO	14.84 ± 0.99	17.63 ± 6.12
JULIO	15.54 ± 1.10	17.45 ± 5.25
AGOSTO	14.85 ± 1.30	23.52 ± 6.43

La tabla 12 muestra los promedios y las desviaciones estándar de la temperatura media y la humedad media desde los meses de marzo a agosto presentándose en abril (16.26 ± 1.11 °C) la mayor temperatura media, mientras que la mayor humedad media (64.16 ± 13.25%) se presentó en el mes de marzo.

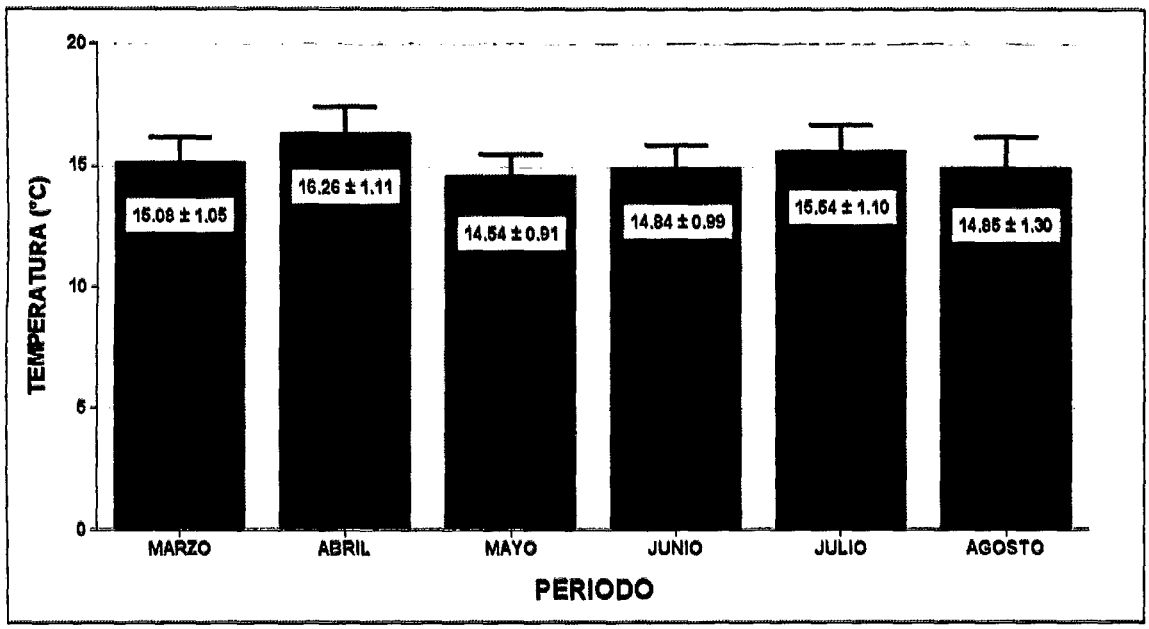


Figura 24: Temperatura según medias en seis meses de crianza de *Nysius* sp.

BIBLIOTECA DE BIOMEDICAS

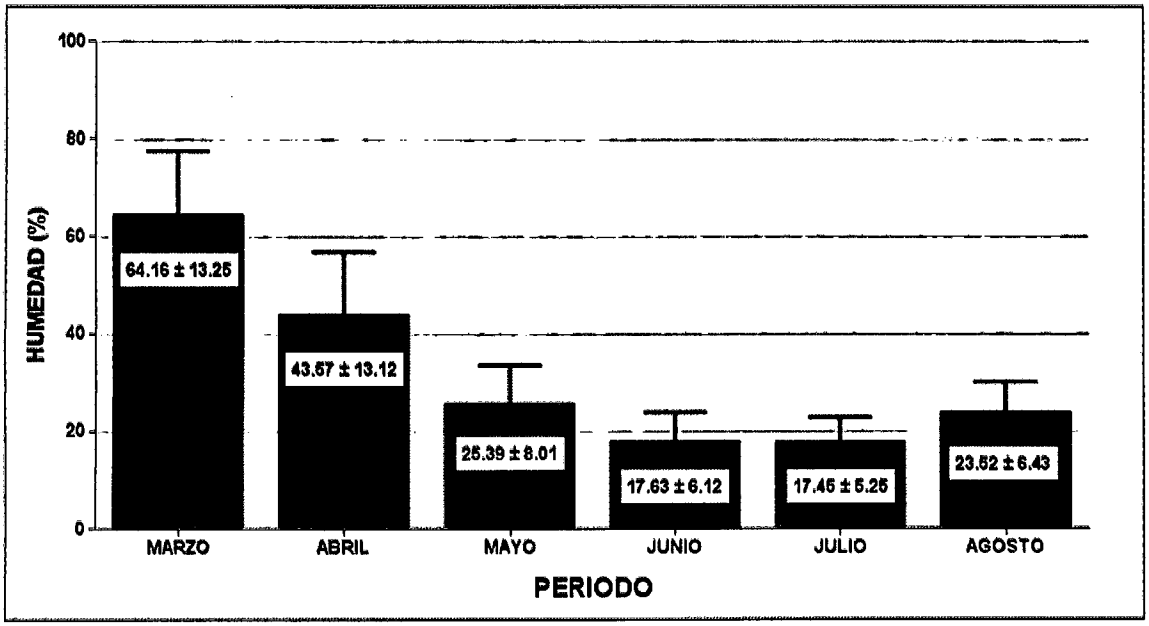


Figura 25: Humedad según medias en seis meses de crianza de *Nysius* sp.

CAPÍTULO IV

CONCLUSIONES

La dieta compuesta de semillas de frijol canario y panamito; molida 35%, maní molida 35%, sacarosa 5%, agua 25% y una concentración de sorbato de potasio al 0,7% resultaron las mejores.

El ciclo de desarrollo de *Nysius* sp. en las dietas frijol canario y panamito fueron de 120,42 y 119,5 días, en la cual los estados de huevo fueron de 14,75 días; en donde 15,3; 15,17; 20,17; 24,75; 30,25 días fueron para los estadios ninfales (I, II, III, IV y V) respectivamente en la dieta frijol canario y 15,33; 15,75; 19,67; 24,5 y 29,5 días fueron para los estadios ninfales (I, II, III, IV y V) respectivamente en la dieta frijol panamito. El ciclo biológico de *Nysius* sp. en dieta frijol canario y panamito en ambos casos fueron de 154,42 días. La capacidad de oviposición en dieta frijol canario y panamito resulto con 14,25 y 14,43 huevos/hembra respectivamente. La viabilidad de huevos fue en cada caso del 100%, la proporción sexual en las dietas frijol canario y panamito fueron de 0,7 y 0,6; las longevidades en las dietas frijol canario y panamito fueron de 34 y 34,9 días.

RECOMENDACIONES

1. Realizar crianzas masivas de *Nysius* sp. para la obtención de huevos y producir los parásitos y depredadores naturales.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTIN
PROPIEDAD
DE LA
BIBLIOTECA
DE
BIOMÉDICAS
AREQUIPA - PERU

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

ALVERSON, J. 2003. Efficacy of antifungal agents to control *Aspergillus niger* contamination in an artificial diet for Lygus hesperus Knight (Heteroptera: Miridae). Journal of Entomological Science, Tifton, v.38, n.2, p.278-285.

ALVERSON, J.; A.C. COHEN. 2002. Effect of antifungal agents on biological fitness of *Lygus hesperus* (Heteroptera: Miridae). Journal of Economic Entomology, Lanham, v.95, n.2, p.256-260.

ANDREWS K, QUEZADA J. 1989. Manejo integra **ALVERSON, J. 2003**. Efficacy of antifungal agents to control *Aspergillus niger* contamination in an artificial diet for Lygus hesperus Knight (Heteroptera: Miridae). Journal of Entomological Science, Tifton, v.38, n.2, p.278-285.

ALVERSON, J.; A.C. COHEN. 2002. Effect of antifungal agents on biological fitness of *Lygus hesperus* (Heteroptera: Miridae). Journal of Economic Entomology, Lanham, v.95, n.2, p.256-260.

ANDREWS K, QUEZADA J. 1989. Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura: Estado actual y futuro. Ediciones Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano, Honduras. 623 p

APAZA, VIDAL Y PEDRO DELGADO. 2005. Manejo y mejoramiento de quinua orgánica. Puno-Perú.

BEINGOLEA, O. 1989. Protección Vegetal. Banco Agrario Perú. 2da. Ed. 370 pp.

BEINGOLEA, O. 1993. Control Integrado de Plagas del Olivo en el Perú. CIP Lima, Perú. 397p.

BORGES, M.; LAUMAN, R.A.; CAVALCANTE, C. A. da S.; BLASSIOLI, M.C.M.; MOREIRA, H. dos S.; D.T RIBEIRO 2006. Metodologias de criação e manejo de colônias de percevejos da soja (Hemiptera: Pentatomidae) para estudos de comportamento e ecología química. Brasília: Embrapa. p.18.

BURGESS L. and H. H. WEEGAR, 1986. A method for rearing of Nysius ericae the false chinch bug (Hemiptera: Lygaeidae). Can. Entomol. 118: 1059-1062.

BURGESS, L., J. DUECK and D.L. Mckenzie. 1983. Insect vectors of the yeast Nematospora coryli in mustard, Brassica juncea crops in southern Saskatchewan. Can. Entomol. 115:25-30.

CAPINERA, J.L., 2002. Handbook of Vegetable Pests. Academic Press. San Diego, San Francisco, New York, Boston, London, Sydney, Tokyo, pp: 729

CERNA, M. 2012. Desenvolvimiento de dietas artificiales liofilizadas para *Euchistus heros*, com vistas a producao de *Telenomus podisi* e *Trissolcus basalis*, p: 43

COHEN, A.C, 2000. New oligidic production diet for Lygus hesperus Knight and L. lineolaris (Palisot de Beauvois). Journal of Entomological Science, Tifton, v.35; p.301-310.

CORRÊA-FERREIRA, B.S. y J. AZEVEDO, 1997. Estudo das dietas alimentares dos percevejos em condições de criação massal. Documentos. EMBRAPA-CNPSo, v.104, p.73-75,

CORRÊA-FERREIRA, B.S. 1986. Ocorrência natural do complexo de parasitoides de ovos de percevejos da soja no Paraná. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, Jaboticabal, v.15, p.189-199.

CORRÊA-FERREIRA, B.S. y A.R PANIZZI, 1999. Percevejos da soja e seu manejo. Londrina: Embrapa-CNPSo, 45p. (Circular Técnica, 24).

COSTA, M.M.L, 1991. Técnica de criação de Nezara viridula (L., 1758) (Hemiptera: Pentatomidae) e sua relação com o parasitóide Eutrichopodopsis nitens Blanchard, 1966 (Díptera: Tachinidae). 1991. 134p. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba.

COSTAS M., T. LÓPEZ & M. Á. VÁZQUEZ 1992. Teratologías en Lygaeidae (Heteroptera). V Congreso Ibérico de Entomología. Bol. Sociedade Portuguesa de Entomología, (3): 313-322.

DEBOLT, J.W 1982. Meridic diet for rearing successive generations of Lygus hesperus. Annals of the Entomological Society of America, College Park, v.75, p.119-122.

FORTES, P.; MAGRO, S.R.; PANIZZI, A.R.; PARRA, J.R.P. Development of a dry artificial diet for *Nezara viridula* (L.) and *Euchistus heros* (Fabricius) (Heteroptera: Pentatomidae). Neotropical Entomology, Londrina, v.35, n.5, p.567-572, 2006.

GERDING, M. 2005. Control Biológico, una herramienta en la agricultura nacional. INIA Quilamapu, Chillan. Chile.

GONZALES-BUSTAMANTE, L. y S. DÍAZ-ARRIOLA. 1994. *Nysius simulans*. (Hemiptera-Lygaeidae) en fresa cultivada en el Valle Huaral (Lima). Rev. Per. Ent. 36:19-2.

HARRIS, V.E. y J.W. TOOD 1981. Rearing the southern green stink bug, *Nezara viridula*, with relevant aspects of it is biology. Journal of Georgia Entomological Society, Georgia, v.16, n.2, p.203-210.

HTTP://WWW.ADEXDATATRADE.COM

HTTP://WWW.MINAG.GOB.PE/portal/herramientas/boletines/estadistica-agraria-mensual/category/80-estadistica-agraria-mensual-enero

JENSEN, R.L. y J. GIBBENS 1973. Rearing the southern green stink bug on an artificial diet. Journal of Economic Entomology, Lanham, v.66, p.269-271.

KAMANO, S. 1980. Artificial diet for rearing bean bug, Riptortus clavatus Thunberg. Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology, Tokyo, v.24, p.184-188.

LANNONE, N. 2011. ¡Estas sí que pinchan¡. Sistema de alertas de plagas-Servicio técnico INTA pergamino.

LEON J. 2003. CULTIVO DE LA QUINUA PUNO-PERU 2013. Descripción, Manejo y Producción. [On line] Disponible en: http://www.monografias.com/trabajos-pdf/cultivo-quinua-puno-peru/cultivo-quinua-puno-peru.pdf [Consulta, marzo de 2013]

LLANOS, P. 2008. Determinación del ciclo biológico, parámetros biológicos y comportamiento de Scymmus ocellatus Sharp. 1885 (Coleoptera: Coccinellidae). 2006. Tesis para optar el Título Profesional de Biólogo. Universidad nacional de San Agustín. Arequipa-Perú.

LOPES, R.M.; AGOSTINI-COSTA, T.D.; GIMENES, M.A. y D. SILVEIRA 2011. Chemical composition and biological activities of Arachis species. Journal of agricultural and food chemistry,Easton, v.59, n.9, p.4321-4330.

MAMANI, G., ZUMARÁN, G. & MAMANI, J. 2009. Control de Plagas – Guía de Practicas. Universidad Nacional de San Agustín. Arequipa-Perú.

McPHERSON, J.E 1971. Laboratory rearing of Euschistus tristigmus tristigmus. Journal of Economic Entomology, Lanham, v.64, p.1339-1340.

MENUSAN JUNIOR, H. 1943. Plant bug: Laboratory procedures in studies of the chemical control of insects. American Association for the Advancement of Science, Philadelphia, v.20, p.29-30.

MILLIKEN, F. B. 1918. Nysius ericae, the false chinch bug. J. Agric. Res. 13: 571-578.

MOLINAR A. M. y J. C., GAMUNDI 2010. La "chinche diminuta" *Nysius simulans* en soja. Grupo de Trabajo Protección Vegetal-Entomología. EEA Oliveros- INTA. (pág. 117.- 119). Para mejorar la producción 45 - INTA EEA OLIVEROS 2010.

MUJICA, A. 1983. Selección de variedades de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) en Chapingo, México. Tesis Maestro en Ciencias. Centro de Genética, Colegio de Postgraduados. Chapingo, México. pp. 70-76.

MUJICA, A. 1996. Genetic Resourses of Quinoa (Chenopodium quinoa Willd.). FAO. Roma, Italia. en prensa.

MUJICA, A. 1997. Cultivo de Quinua. INIA. Serie Manual RI, No. 1-97. Instituto Nacional de Investigación Agraria, Dirección General de Investigación Agraria. Lima, Perú.130 p.

MUJICA, A.; CAHUANA A y R. SARAVIA 2009. Agronomía del cultivo de la quinua. FAO: Cultivos Andinos.

NODA, T. y S. KAMANO 2002. Artificial rearing of *Nezara viridula* (L.) and N. antennata Scott (Heteroptera: Pentatomidae) with semi-solid meridic diets. Applied Entomology and Zoology, Tokyo, v.37, p.43-50,

ORTIZ, R. 1997.Plagas de cultivos andinos. En: Resúmenes: 2do. Seminario Internacional de especies andinas- Una riqueza no explotada por Chile. Calama, Chile.

PANIZZI, A.R.; VIVAN, L.M.; CORRÊA-FERREIRA, B.S. y L.A. FOERSTER 1996. Performance of green stink bug (Heteroptera: Pentatomidae) nymphs and adults on a novel food plant (Japanese Privet) and other hosts. Annals of the Entomology Society of America, College Park, v.89, p.821-827.

PANIZZI, A.R. & J.R.P. PARRA (eds.). 1991. Ecologia nutricional de insetos e suas aplicações no manejo de pragas. CNPq. Ed. Manole, 359p.

QUAYLE, HENRY, J., 1941: Insectes of citrus and other subtropical fruits, (págs, 310-11). Comstock. Ithaca, New York.

RAVEN, K. 1969. Orden Hemiptera. Dpto. Sanidad Vegetal. Univ. Nac. Agraria la Molina. 161 pp.

RILEY, C. V. 1873. Eighth annual report on the noxius, beneficial, and other insects of the state of missouri, etc. 8th Ann. Rept. St Board Agr. For 1872, 160 + 8pp.

RIVERA, RICARDO, 1995. Cultivos Andinos en el Perú. Investigaciones y Perspectivas de su Desarrollo. Editorial Minerva. Lima, Perú. 417 p.

ROBLES, J.S-E.; C. RASMUSSEN, V. OTAZU y MANDUJANO. 2003. Plagas de aves en quinua (Chenopodium quinoa Willd.) y medidas de control en el Perú central. Rev. Per. Ent. 43: 147-150.

SAILER, R.I. A technique for rearing certain Hemiptera. Gainesville: U.S.Dep.Agr.Bureau Entomological and Plant Quarantine, 1952. 5p.

SARAYASI, S. 2012. Control biológico de Plagas. Una alternativa a los insecticidas. Leisa: Revista de Agroecología. Vol 28. Número 1. Disponible en http://www.leisaal.org/web/revistas/volumen-28-numero-1/206-control-biologico-de-plagas-una-alternativa-a-los-insecticidas.html

SCHEEL, C.A.; BECK, S.D. y J.T. MEDLER 1957. Nutrition of plant-sucking Hemiptera. Science, Madison, v.125, n.3245, p. 444-445.

SCHUH, R. T. & J.A. SLATER 1995. True bugs of the world (Hemiptera:Heteroptera). Classification and Natural History. Cornell Univ. Press.

SLATER, J.A. & R.M. BARANOWSKI 1978. How to know the true bugs (Hemiptera: Heteroptera). Wm. C. Brown Company Publishers, Iowa, United States of America.

SMITH, LESLIE, M. and EUGENE M. STAFFORD 1955: Grape pests in California, (págs, 20-22). Circular 445. University of California, Berkeley, California.

TAPIA M. 1997. Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. 2da Edic. FAO para la Agricultura y la Alimentación. Oficina Regional para América Latina y el Caribe. p205

TAPIA, M., H. GANDARILLAS, S. ALANDIA, A. CARDOZO, A. MUJICA, R. ORTIZ, V. OTAZU, J. REA, B. SALAS y E. ZANABRIA. 1979. Quinua y Kañiwa, Cultivos Andinos. Bogotá, CIID, Oficina Regional para la América Latina. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas, Turrialba. Colombia.pp.173.

ZUMARÁN G., DELGADO y G. MAMANI 2013. Plagas y enfermedades encontradas en el cultivo de Quinua del distrito Santa Rita de Siguas de la Región de Arequipa. Fac. Cs. Biologicas. UNSA.

BIBLIOTECA DE BIOMEDICAS

ANEXOS

Anexo 1: Tratamiento 1 frijol molida variedad canario 35% + semillas de maní molido 35% + agua 25% + sacarosa 5% + sorbato de potasio con concentraciones de 0,2%; 0,5% y 0,7%.

DIETA: FRIJOL CANARIO															
Tratamiento 1	Duración (Días)									Sexo	Total días (huevo-adulto)	N° huevos ovipositados por hembra	Duración N° días adulto	Tamaño Longitud adulto (mm)	Tamaño Ancho adulto (mm)
	Huevo	Ninfa I	Ninfa II	Ninfa III	Ninfa IV	Ninfa V	Adulto								
							Antes de la oviposición	En oviposición	Después de oviposición						
BIT1C1	15	15	14	21	24	30	11	7	15	♀	152	14	33	3.8	1.6
BIIT1C1	14	15	15	19	26	32	12	7	18	♀	158	14	37	3.8	1.5
BIIIT1C1	15	16	15	19	24	30	28			♂	147		28	3.1	1
BIVT1C1	15	15	17	19	24	29	29			♂	148		29	3.1	1.1
BIT1C2	15	15	15	20	25	31	12	7	16	♀	156	14	35	3.8	1.5
BIIT1C2	14	15	15	20	24	30	31			♂	149		31	3.1	1.1
BIIIT1C2	15	15	15	20	26	30	12	8	17	♀	158	15	37	3.8	1.6
BIVT1C2	15	16	15	21	26	30	10	7	20	♀	160	14	37	3.8	1.5
BIT1C3	15	16	14	21	24	30	12	8	16	♀	156	15	36	3.8	1.5
BIIT1C3	14	15	16	21	25	30	30			♂	151		30	3.1	1
BIIIT1C3	15	15	15	21	24	31	11	7	19	♀	158	14	37	3.8	1.5
BIVT1C3	15	16	16	20	25	30	11	7	20	♀	160	14	38	3.8	1.5

BI, BII, BIII, BIV: Repeticiones; T1: Tratamiento 1; C1, C2, C3: Concentaciones de Sobato de potasio.

Anexo 2: Tratamiento 2 frijol molida variedad panamito 35% + semillas de maní molido 35% + agua 25% + sacarosa 5% + sorbato de potasio con concentraciones de 0,2%; 0,5% y 0,7%.

DIETA: FRIJOL PANAMITO															
Tratamiento 2	Duración (Días)									Sexo	Total días (huevo-adulto)	N° huevos ovipositados por hembra	Duración N° días adulto	Tamaño Longitud adulto (mm)	Tamaño Ancho adulto (mm)
	Huevo	Ninfa I	Ninfa II	Ninfa III	Ninfa IV	Ninfa V	Adulto								
							Antes de la oviposición	En oviposición	Después de oviposición						
BIT2C1	15	16	15	19	26	30	12	7	17	♀	157	14	36	3.8	1.5
BIIT2C1	14	16	16	21	24	30	12	7	18	♀	158	14	37	3.8	1.6
BIIIT2C1	15	16	15	20	24	29	32			♂	151		32	3.1	1.1
BIVT2C1	15	15	15	19	24	30	11	7	16	♀	152	14	34	3.8	1.5
BIT2C2	15	15	15	19	24	30	35			♂	153		35	3.1	1
BIIT2C2	14	16	16	20	25	30	13	8	17	♀	159	15	38	3.8	1.6
BIIIT2C2	15	15	17	19	24	30	33			♂	153		33	3.1	1.1
BIVT2C2	15	15	18	18	27	28	12	8	18	♀	159	15	38	3.8	1.5
BIT2C3	15	15	16	20	25	31	11	8	18	♀	159	15	37	3.8	1.5
BIIT2C3	14	15	15	20	24	28	30			♂	146		30	3.1	1
BIIIT2C3	15	15	15	21	22	30	11	7	19	♀	155	14	37	3.8	1.5
BIVT2C3	15	15	16	20	25	28	32			♂	151		32	3.1	1.1

BI, BII, BIII, BIV: Repeticiones; T2: Tratamiento 2; C1, C2, C3: Concentaciones de Sobato de potasio.

Anexo 3: Tratamiento 3 frijol molida variedad guinda 35% + semillas de maní molido 35% + agua 25% + sacarosa 5% + sorbato de potasio con concentraciones de 0,2%; 0,5% y 0,7%.

DIETA: FRIJOL GUINDA															
Tratamiento 3	Duración (Días)									Sexo	Total días (huevo-adulto)	N° huevos ovipositados por hembra	Duración N° días adulto	Tamaño Longitud adulto (mm)	Tamaño Ancho adulto (mm)
	Huevo	Ninfa I	Ninfa II	Ninfa III	Ninfa IV	Ninfa V	Adulto								
							Antes de la oviposición	En oviposición	Después de oviposición						
BIT3C1	15	15	4	0	0	0	0	0	0		34		0	0	0
BIIT3C1	14	15	5	0	0	0	0	0	0		34		0	0	0
BIIIT3C1	15	15	10	0	0	0	0	0	0		40		0	0	0
BIVT3C1	15	15	16	8	0	0	0	0	0		54		0	0	0
BIT3C2	15	14	6	0	0	0	0	0	0		35		0	0	0
BIIT3C2	14	16	15	18	25	33	12	8	17	♀	156	15	37	3.8	1.5
BIIIT3C2	15	15	15	20	5	0	0	0	0		70		0	0	0
BIVT3C2	15	15	16	18	0	0	0	0	0		64		0	0	0
BIT3C3	15	15	16	24	24	31	30			♂	155		30	3.1	1.1
BIIT3C3	14	15	16	25	26	30	30			♂	156		30	3.1	1
BIIIT3C3	15	16	17	24	10	0	0	0	0		82		0	0	0
BIVT3C3	15	15	17	24	25	31	11	7	15	♀	160	14	33	3.8	1.5

BI, BII, BIII, BIV: Repeticiones; T3: Tratamiento 3; C1, C2, C3: Concentaciones de Sobato de potasio.

Anexo 4: Tratamiento dieta natural a base de vaina fresca de frijol.

DIETA: VAINA FRESCA DE FRIJOL															
Tratamiento dieta natural	Duración (Días)									Sexo	Total días (huevo-adulto)	N° huevos ovipositados por hembra	Duración N° días adulto	Tamaño Longitud adulto (mm)	Tamaño Ancho adulto (mm)
	Huevo	Ninfa I	Ninfa II	Ninfa III	Ninfa IV	Ninfa V	Adulto								
							Antes de la oviposición	En oviposición	Después de oviposición						
Control	15	15	13	21	25	24	10	7	15	♀	145	14	32	3.8	1.6
Control	15	15	14	21	23	24	10	7	16	♀	145	14	33	3.9	1.5
Control	15	15	15	20	24	25	29			♂	143		29	3.2	1.2
Control	15	15	15	21	22	25	28			♂	141		28	3.1	1.1

Anexo 5: Longitud de estados de desarrollo en milímetros de *Nysius simulans*. Labotarorio de Entomologia. Universidad nacional de San Agustin. Arequipa. 2014.

MEDIDAS DE ESTADIOS NINFALES Y ADULTOS																
N°	Huevo		Ninfa I		Ninfa II		Ninfa III		Ninfa IV		Ninfa V		Adulto ♀		Adulto ♂	
	Largo (mm)	Ancho (mm)	Largo (mm)	Ancho (mm)	Largo (mm)	Ancho (mm)	Largo (mm)	Ancho (mm)	Largo (mm)	Ancho (mm)	Largo (mm)	Ancho (mm)	Largo (mm)	Ancho (mm)	Largo (mm)	Ancho (mm)
1	0.9	0.28	1.2	0.3	1.5	0.4	1.9	0.6	2.3	0.8	3.5	1.6	3.8	1.5	3.0	1.1
2	1.0	0.27	1.3	0.3	1.6	0.45	1.8	0.6	2.4	0.9	3.6	1.7	3.8	1.4	3.1	1.0
3	0.9	0.27	1.2	0.3	1.5	0.4	1.9	0.7	2.3	0.8	3.5	1.6	3.9	1.6	3.0	1.1
4	1.0	0.28	1.2	0.33	1.6	0.5	1.9	0.7	2.4	0.8	3.5	1.7	3.8	1.5	3.2	1.0
5	1.0	0.27	1.2	0.32	1.6	0.5	1.8	0.7	2.4	0.9	3.5	1.7	3.8	1.6	3.1	1.0

Anexo 6: Identificación de *Nysius*

De : **Graciano Tejada** (gracianotejada@yahoo.com) Este remitente está en tu lista de contactos.
Enviado : jueves, 21 de agosto de 2014 16:16:05
Para : Guido Emilio Zumarán Martínez (guidoezumaran@hotmail.com)

Amigo Guido, como puedes leer en el email de abajo, el especialista del USDA, Thomas Henry, informa que los especímenes de los frascos con el número 1 corresponden al género *Nysius*. Sin embargo, no puede identificar especie porque el género necesita revisión y justamente está empezando un estudio al respecto. Más bien nos solicita especímenes. Sería bueno que podamos enviarle más especímenes. Supongo que ustedes pueden colectar algunos especímenes más o conseguirlos de la crianza que están haciendo para sus estudios de biología.

Entonces lo que nos queda, por ahora, es usar sólo el género *Nysius*.

Continuaré haciendo más fotos con los otros chinches y consultaré por su identificación.

Estamos en contacto

Graciano Tejada Hurtado, Mg.Sc.

Ingeniero Agrónomo, Entomólogo, Apicultor */Agronomist, Entomologist, Beekeeper*
Profesor de Apicultura */ Teacher of Beekeeping*
Laboratorio de Entomología */ Entomology Laboratory*
Centro de Diagnóstico de Sanidad Vegetal */ Plant Health Diagnostic Center*
Servicio Nacional de Sanidad Agraria-SENASA */ Agrarian Health National Service*
Av. La Molina 1915
La Molina-Lima
(511)3133300 Ext:1488, 1483, 1480
(511)3133303
Cel (511) 995335930
Email: grtejada@senasa.gob.pe,
graciano_tejada_hurtado@hotmail.com
gracianotejada@yahoo.com

On Thursday, August 21, 2014 7:24 AM, "Henry, Thomas" <Thomas.Henry@ARS.USDA.GOV> wrote:

Dear Graciano,

Thanks for your message. Your photograph is indeed a species of Nysius. Unfortunately,

the genus is in need of revision and I cannot give you a species name based on your images. *Nysius* is known only from North America and into Mexico., so it is unlikely you have this species. Dr. Pablo Dellape and I are beginning a revision of this genus and would welcome seeing are series of specimens, including males, from your studies.
Best wishes,

Thomas Henry
Thomas J. Henry
Systematic Entomology Laboratory
ARS, USDA
c/o National Museum of Natural History
Smithsonian Institution
P.O. Box 30012
Washington, DC 20012
Phone: 202-633-4555
E-mail: thomas.henry@ars.usda.gov
From: Graciano Tejada [mailto:gracianotejada@yahoo.com]
Sent: Tuesday, August 19, 2014 9:22 PM
To: Henry, Thomas
Subject: Question from Peru

Dear rofessor Thomas Henry, could you help me with the identification of the Lygaeidae of the attached photographs ? If necessary, I can prepare male genitalia for microscope observation, or I can make more photographs of any other part of the body.

We have same specimens in our Entomological Reference Collection with the name *Nysius raphanus*. However, it is very necessary your identification.
This insect has broke out as an important pest in *Chenopodium quinoa* in last years in Arequipa Department (southern Peru).

Thank you so much in advance for your valuable scientific support.
Sincerely yours

Graciano Tejada Hurtado, Mg.Sc.
Ingeniero Agrónomo, Entomólogo, Apicultor */Agronomist, Entomologist, Beekeeper*
Profesor de Apicultura */ Teacher of Beekeeping*
Laboratorio de Entomología */ Entomology Laboratory*
Centro de Diagnóstico de Sanidad Vegetal */ Plant Health Diagnostic Center*
Servicio Nacional de Sanidad Agraria-SENASA */ Agrarian Health National Service*
Av. La Molina 1915
La Molina-Lima
(511)3133300 Ext:1488, 1483, 1480
(511)3133303

Cel (511) 995335930
email: grtejada@senasa.gob.pe
graciano_tejada_hurtado@hotmail.com
gracianotejada@yahoo.com

Anexo 7. Croquis del experimento

TESTIGO

BLOQUE I

T1	T2	T3
C1	C2	C3
C3	C1	C2
C2	C3	C1

BLOQUE II

T3	T2	T1
C3	C2	C2
C2	C1	C3
C1	C3	C1

BLOQUE III

T2	T3	T1
C2	C1	C3
C1	C2	C1
C3	C3	C2

BLOQUE IV

T2	T1	T3
C2	C3	C2
C1	C2	C3
C3	C1	C1

Bloque BI, BII, BIII y BIV: Repeticiones.

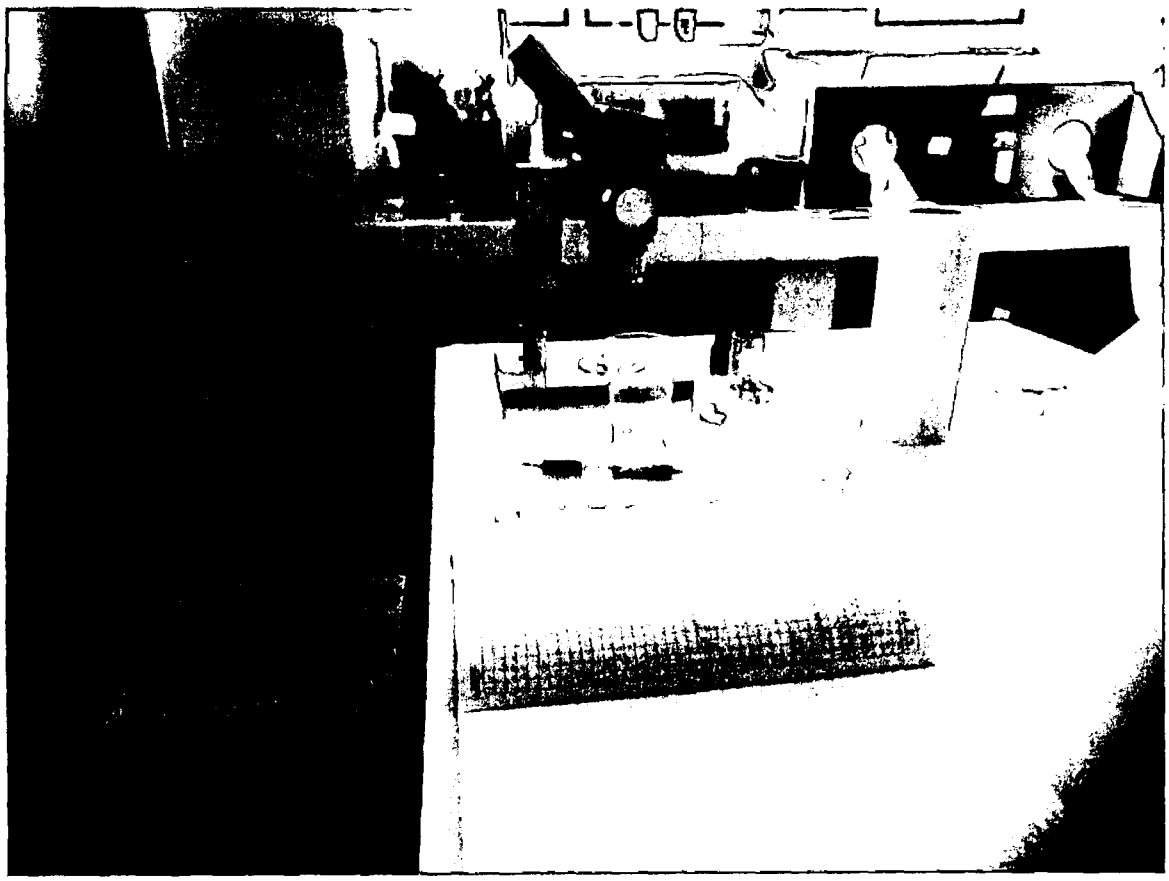
T1, T2 y T3: Tratamientos.

C1, C2, C3: Concentaciones de Sobato de potasio.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTIN
PROPIEDAD DE LA BIBLIOTECA DE BIOMÉDICAS
AREQUIPA - PERU

Anexo 8. Presencia de *Nysius sp.* en rastrojos de Quinua

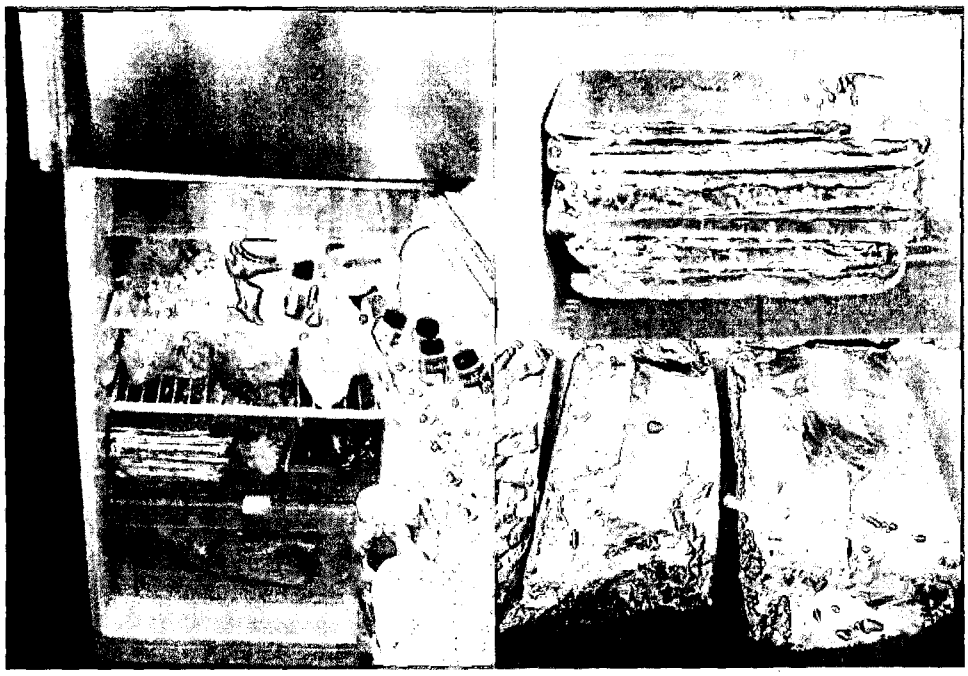
Anexo 9. Material de trabajo en laboratorio



Anexo 10. Zona de muestreo, colecta de individuos de *Nysius sp.*-Santa Rita de Siguas-Arequipa. 2014.

Fuente: Google Earth (2014)

Anexo 11. Dieta en papel aluminio. Laboratorio de Entomología. UNSA.



Anexo 12: Clave para las Superfamilias y familias del Infraorden Pentatomorpha

Traducida y adaptada de HENRY (1997a) y SCHUH & SLATER (1995)

1. Tricobotrios abdominales ausentes; cuerpo fuertemente aplanado dorsoventralmente (Fig. 3D); tarso 2-segmentados (Fig. 2B) .....ARADOIDEA 2

1'. Tricobotrios abdominales generalmente presentes (Fig. 1); cuerpo no fuertemente aplanado dorsoventralmente; tarsos generalmente 3-segmentados, a veces 2-segmentados 3

2(1). Alas anteriores con formas varias, a veces casi completamente ausentes; cuerpo elíptico, oval o rectangular, generalmente rugoso y a veces granular -rugoso (Fig. 3D); de 3 – 11 mm de longitud .....Aradidae

2'. Ápteros; patas no visibles en vista dorsal; cuerpo ovoide, como escama (Fig. 3E), con lamelas laterales adornadas con pequeñas setas modificadas; cuerpo cubierto con pequeñas setas con forma de nódulos globulares (Fig. 7); de 2 a 3 mm de longitud .....Termitaphididae

3(1'). Todas los tricobotrios abdominales, cuando presentes, en pares laterales (Fig. 1A); escudelo largo, extendiéndose al menos hasta el ápice del clavo, frecuentemente cubre gran parte del abdomen (Fig. 5); antenas con 4 a 5 antenómeros, generalmente con 5 PENTATOMOIDEA 4

3'. Tricobotrios abdominales ventrales, latero-mediales y laterales, al menos algunos en trío (Fig. 1B); escudelo relativamente pequeño, no se extiende hasta el ápice del clavo (Figs. 6, 7); antenas siempre con 4 antenómeros 16

4(3). Placas mandibulares grandes, casi cubriendo las antenas (Fig. 5A); ojos compuestos divididos en dos partes de cada lado de la cabeza; antenas con 3 antenómeros; grandes; crípticos .....Phloeidae

4'. Placas mandibulares no agrandadas como el anterior; ojos compuestos no divididos como el anterior; antenas con 4 o 5 antenómeros 5

5(4'). Antena con 5 antenómeros, pedicelo subdividido 6

5'. Antena con 4 antenómeros 12

6(5). Tarso 2-segmentados 7

6'. Tarso 3-segmentados 9

7(6). Escudelo cubriendo completamente el abdomen (Fig. 5B); tibia con espinas fuertes .....Corimelaenidae

7'. Escudelo no cubre completamente el abdomen; si tibia posterior presenta espinas, estas no son tan fuertes como el anterior 8

8(7'). Machos con el segmento abdominal 8 grande; proesterno generalmente con una quilla medial comprimida .....Acanthosomatidae

8'. Machos con el segmento abdominal 8 pequeño o no visible; proesterno generalmente sin una quilla medial comprimida.....Pentatomidae (parte)

9(6'). Tibia con dos o más hileras de espinas fuertes (Figs. 5B, 8) ..... Cydnidae (parte)

9'. Tibia con setas pero sin hileras de espinas fuertes 10

10(9'). Escudelo grande, convexo, cubriendo la mayor parte del abdomen (Figs. 5D, 5E) 11

10'. Escudelo generalmente triangular, a veces grande, pero no alcanza a cubrir el ápice del abdomen (Fig. 5F) .....Pentatomidae (parte)

11(10). Antenómero 2 mucho más corto que el 1, casi globoso; margen anterior del pronoto se une a la margen lateral en un arco redondeado; cuerpo casi negro, hemisférico ..... Canopidae

11'. Antenómero 2 no más corto que el 1; márgenes anterolaterales del pronoto angulado; variable en color y forma ..... Scutelleridae

12(5'). Escudelo grande, en algunos cubre casi completamente el abdomen o el corio .. 13

12'. Escudelo generalmente pequeño, no cubre el corio o nunca alcanza el ápice del abdomen, si grande entonces tibias con espinas fuertes..... 14

13(12). Escudelo cubre completamente el corio, alcanza o casi alcanza el ápice del abdomen; tarsos 2-segmentados, hemiélitros casi dos veces la longitud del abdomen ..... Megarididae

13'. Escudelo de desarrollo variable, cubriendo gran parte del abdomen; tarsos 2-segmentados en Cyrtocorinae, 3-segmentados en Discocephalinae y Edessinae .....Pentatomidae (parte)

14(12'). Clipeo ancho, con 4 – 5 espinas en un arreglo lineal a lo largo de la margen anterior; tibia con espinas fuertes (Fig. 8) ..... Cydnidae (parte)

14'. Clipeo usualmente sin espinas, pero si las hay, nunca en un arreglo lineal a lo largo de la margen anterior; tibia sin espinas fuertes 15

15(14'). Membrana de los hemiélitros con venación reticulada (Fig. 5G) .... Dinidoridae

15'. Membrana de los hemiélitros carece de venación reticulada (Fig. 5H) .... Tessaratomidae

16(3'). Alados o, en raras ocasiones, ápteros; membrana del hemiélitro a los sumo con 4 a 5 venas simples, generalmente sin celdas en la base (Fig. 4I) LYGAEOIDEA....17

16'. Alados; membrana del hemiélitro con 8 o más venas (Fig. 4J), generalmente con celdas 30

17(16). Ojos pedunculados (Fig. 6A) ..... Geocoridae (parte)
17'. Ojos usualmente sésiles (Figs. 6C-6D, 6F, 6H-6L), si pedunculados, su longitud no supera la del ojo 18

18(17'). Espiráculos sobre el segmento abdominal II (primero visible en vista lateral) en posición ventral (Fig. 1B) 19

18' Espiráculos sobre el segmento abdominal II en posición dorsal 20

19(18). Cabeza con tricobotrios; sutura entre los esternitos abdominales IV y V curvada, no unida a la margen lateral del abdomen (Figs. 1B, 9A); ovipositor divide, a lo sumo, el esternito VII (Fig. 9A) .....
..... Rhyparochromidae (parte)
19'. Cabeza sin tricobotrios; sutura entre los esternitos abdominales IV y V recta, unida a la margen lateral del abdomen (Fig. 9C); ovipositor divide, al menos los esternitos VI y VII (Fig. 9C)..... .....Pachygronthidae

20(18'). Sin ocelos; tarso 2-segmentado ..... Piesmatidae
20'. Con ocelos; tarso 3-segmentado 21

21(20'). Surco asociados a los ocelos en forma de una ligera depresión glabra, ya sea alrededor de los ocelos o como depresión fuerte anterior o entre los ocelos (Figs. 10A, 10B) 22
21'. Sin surco asociado a los ocelos (Fig. 10C) 25

22(21). Espiráculos abdominales de los segmentos V-VI en posición ventral (Figs. 9D, 9E) .....Colobathristidae
22'. Espiráculos abdominales de los segmentos V-VI en posición dorsal (Fig. 9F) ... 23

23(22'). Primer antenómero largo, casi siempre más largo que los antenómeros II y III, generalmente clavado apicalmente, delgado pero subigual en grosor a los antenómeros II y III (Fig. 11A) .....Berytidae
23'. Primer antenómero mucho más corto y grueso que los antenómeros II y III (Fig. 11B) 24

24(23'). Hemiélitros sin puntos o con solo unos pocos indiferenciables; corio hialino a traslúcido, constreñido en la base; cabeza ancha, vertex más ancho que el margen anterior del pronoto; ojos subpedúnculados (Fig. 6G) .....Ninidae
24'. Hemiélitros con puntos; opaco, nunca constreñido en la base; cabeza angosta, vertex más estrecho que la margen anterior del pronoto; ojos nunca subpedúnculados (Fig. 6H) .....Cymidae

25(21'). Espiráculos abdominales de los segmentos III-IV en posición ventral, entre los lateroterguitos externos y los esternitos, sobre el borde de los esternitos (Fig. 9G) 26
25'. Espiráculos abdominales de los segmentos III-IV en posición dorsal (Fig. 9B) .....

..... 27

26(25). Margen lateral del pronoto con una carena ampliamente expandida (Fig. 6J); abdomen de la hembra caudalmente redondeado (Fig. 9H); esternito abdominal VII del macho sin peine de setas ventrales ..... Lygaeidae (parte)

26'. Margen lateral del pronoto redondeado (Fig. 6I); abdomen de la hembra caudalmente truncado; esternito abdominal VII del macho con peine transverso de setas ventrales ..... Oxycarenidae

27(25'). Espiráculos de los segmentos abdominales V-VI en posición ventral 28

27'. Espiráculos de los segmentos abdominales V-VI en posición dorsal (Fig. 9I) 29

28(27). Ojos sobresalientes y reniformes (Fig. 6B) ..... Geocoridae (parte)

28'. Ojos diferentes al anterior (Fig. 6C) ..... Rhyparochromidae (parte)

29(27'). Espiráculos del segmento abdominal VII en posición dorsal; cada callo del pronoto con un surco impresa, transversa, generalmente brillante; escudelo generalmente con carena en forma de cruz (Fig. 12A)..... Lygaeidae

29'. Espiráculos del segmento abdominal VII en posición ventral (Fig. 9I); callos del pronoto sin surcos transversos; escudelo sin carena en forma de cruz (Fig. 12B).... .....Blissidae

30(16'). Con ocelos; cicatriz de la apertura de la glándula de olor de los terguitos abdominales IV/V-V/VI generalmente dividida (excepto Rhopalidae) (Fig. 13A).. ..... COREOIDEA....31

30'. Sin ocelos; cicatriz de la apertura de la glándula de olor de los terguitos abdominales IV/V-V/VI nunca dividida (Fig. 13B) .... PYRRHOCOROIDEA....33

31(30). Aurícula de la glándula metatorácica ausente o muy reducida (Fig. 13C)..... ..... Rhopalidae

31'. Aurícula de la glándula metatorácica grande y conspicua (Fig. 13D) 32

32(31'). Búcula proyectada posteriormente más allá de la base de la antena (Fig. 10D); cabeza más angosta y corta que el pronoto (Fig. 7B) ..... Coreidae

32'. Búcula no proyectada posteriormente más allá de la base de la antena (Fig. 10E); cabeza tan ancha y larga como el pronoto (Fig. 7C) .....Alydidae

33(30'). Pronoto expandido lateralmente (Fig. 7D); hembras con esternito abdominal VII entero .....Pyrrhocoridae

33'. Pronoto no expandido lateralmente (Fig. 7E); hembras con esternito abdominal VII medialmente dividido ..... Largidae

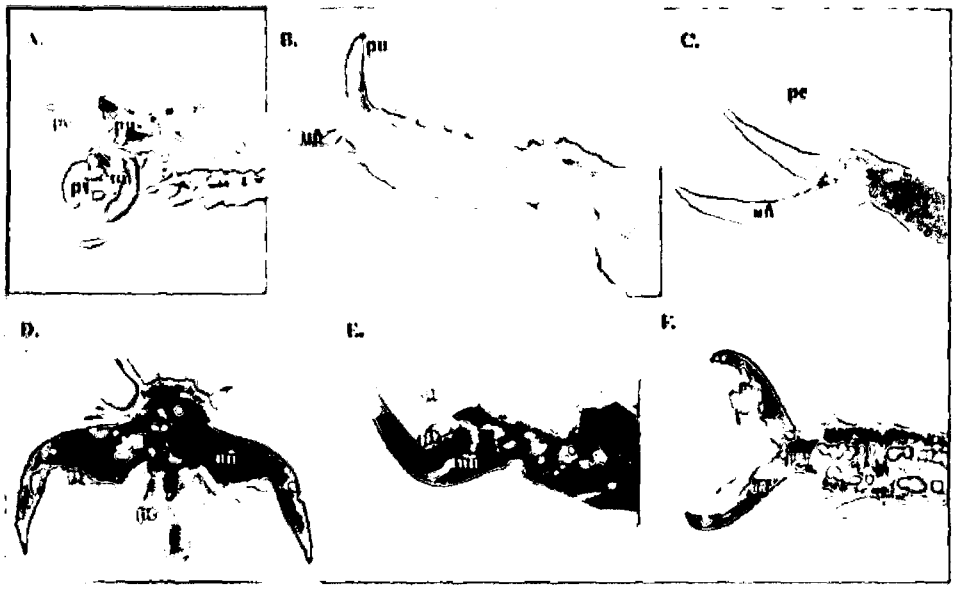


Figura 2: Estructuras del tarso en Heteroptera. a: Coreidae (Pentatomomorpha). B: Aradidae (Pentatomomorpha). C: Nabidae (Cimicomorpha). d, e y f: Miridae (Cimicomorpha). pe: paraempodio. pu: placa unguitractora. pv: púlvilo. uñ: uña. Vistas: a, B, C y e: lateral. d: frontal. f: ventral

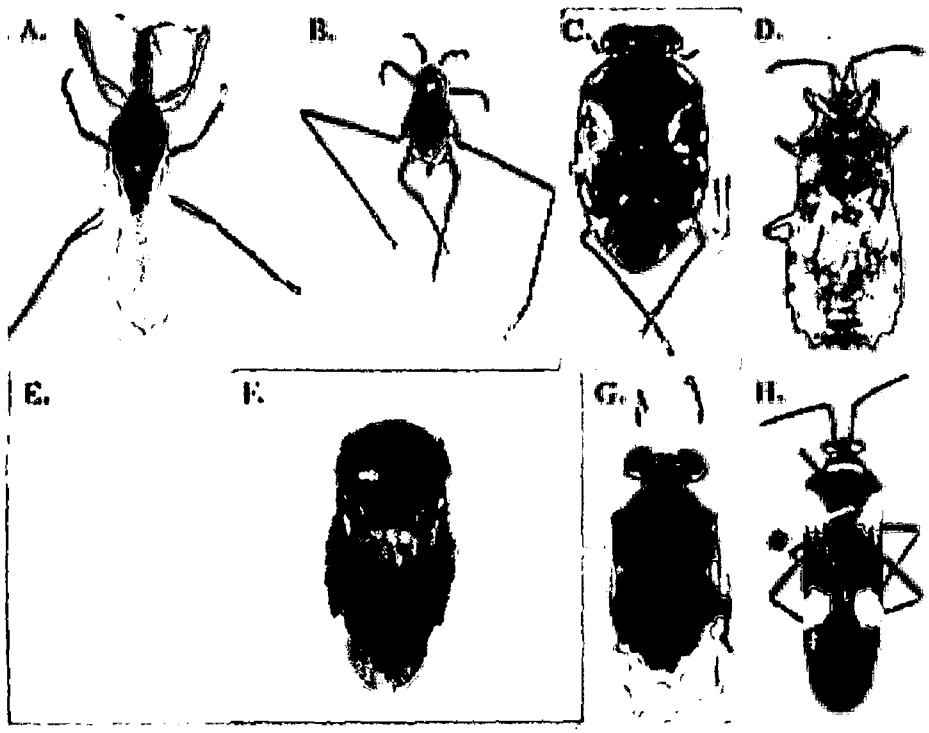


Figura 3: Vista dorsal de ejemplares de los diferentes infraórdenes de Heteroptera. a: Enicocephalidae (Enicocephalomorpha). B: Gerridae (Gerromorpha). C: Ochteridae (Nepomorpha). d: Aradidae (Pentatomomorpha). e: Termitaphididae (Pentatomomorpha). f: Schizopteridae (Dipsocoromorpha). G: Saldidae (Leptopodomorpha). H: Miridae (Cimicomorpha). Fuente: e. SCHUH (2011).

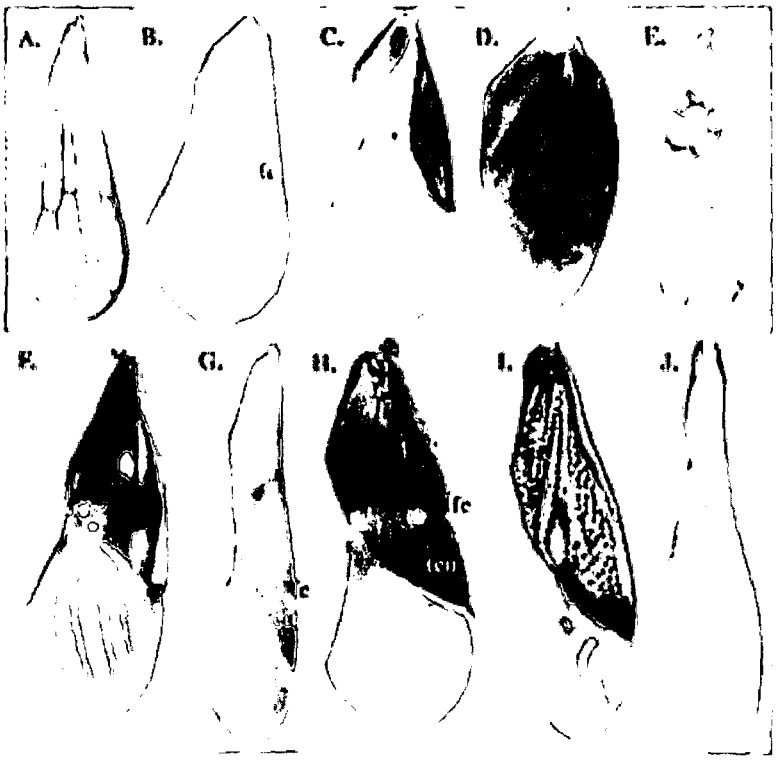


Figura 4: Alas en Heteroptera. a: Enicocephalidae (Enicocephalomorpha). B: Ceratocombidae (Dipsocoromorpha). C y d: Schizopteridae (Dipsocoromorpha). e: Tingidae (Cimicomorpha). f: Saldidae (Leptopodomorpha). G: Miridae (Cimicomorpha). H: Anthocoridae (Cimicomorpha). i: Rhyparochromidae (Pentatomomorpha). J: Alydidae (Pentatomomorpha). cu: cuneo. fc: fractura costal.

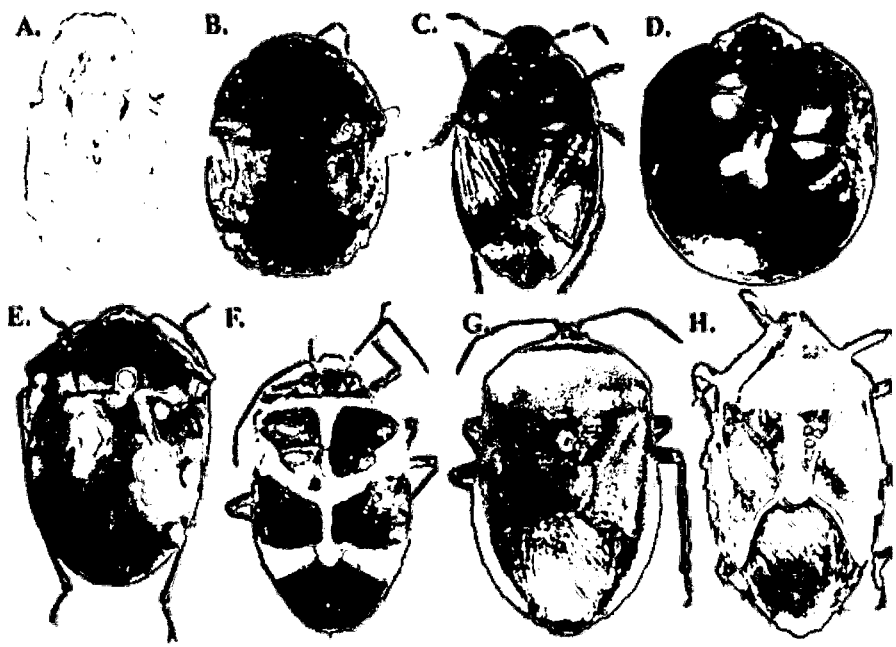


Figura 5: Pentatomoidea. a: Phloeidae. B: Corimelaenidae. C: Cydnidae. d: Canopidae. e: Scutelleridae. f: Pentatomidae. G: Dinidoridae. H: Tessaratomidae. Fuentes: a: BERNARDES, J.L.C. d, G y H: SCHUH (2011).

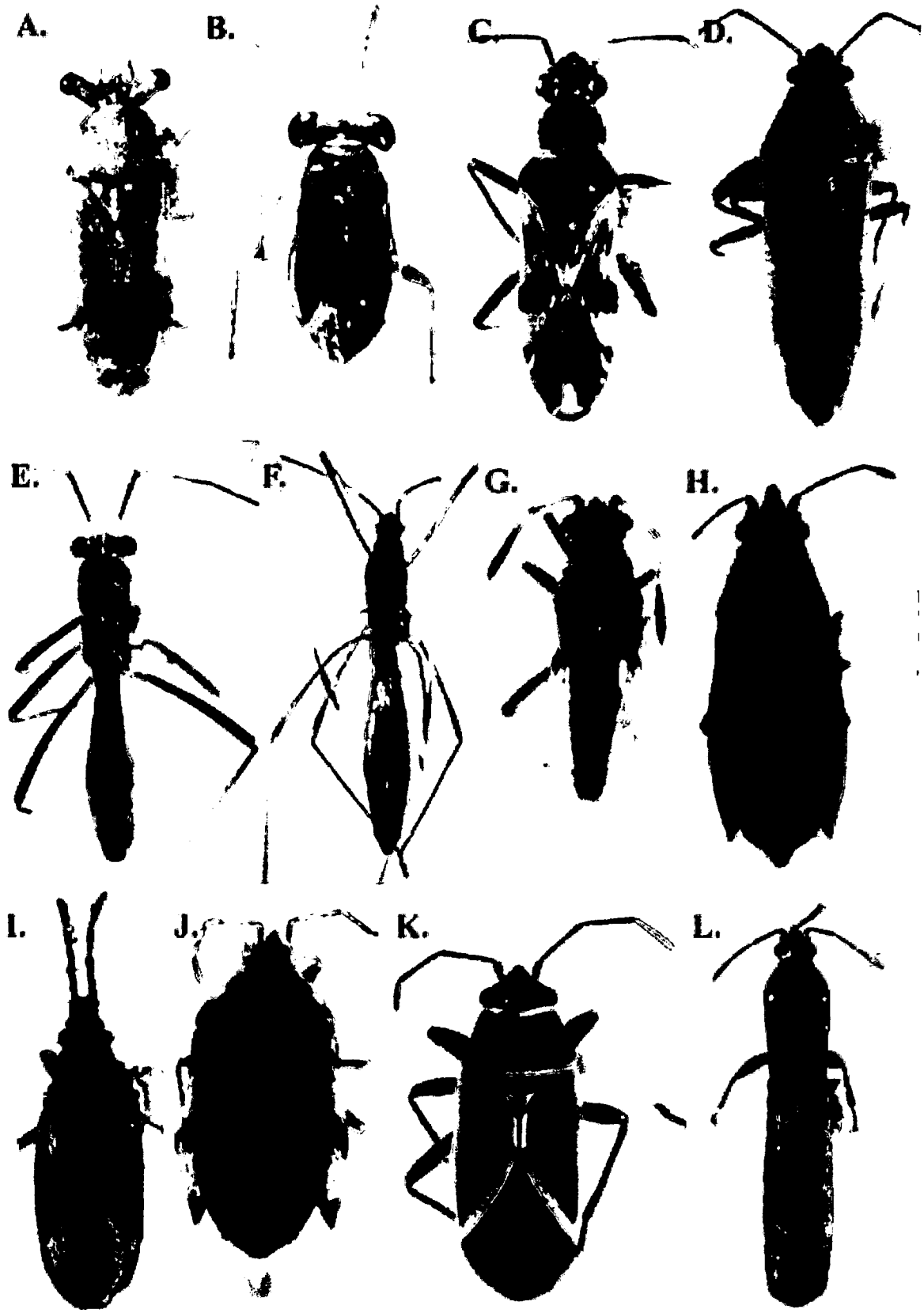


Figura 6: Lygaeoidea. a: Geocoridae. B: Geocoridae. C: Rhyparochromidae. d: Pachygronthidae. e: Colobathristidae. f: Berytidae. G: Ninidae. H: Cymidae. Oxycarenidae. J: Lygaeidae. K: Lygaeidae. Blissidae. Fuente: H y J SCHUH (2011).

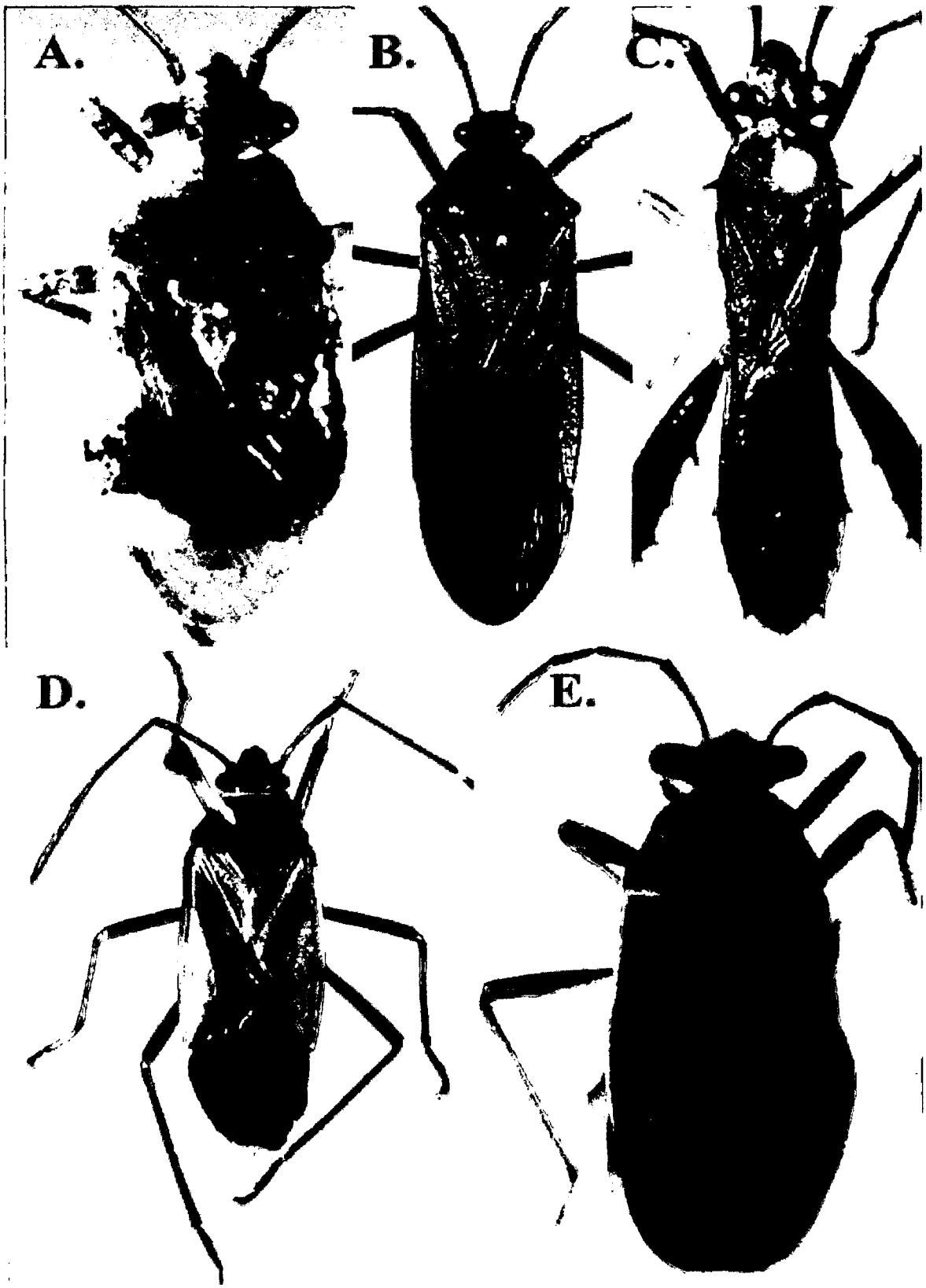


Figura 7: Coreoidea y Pyrrhocoroidea. a: Rhopalidae. B: Coreidae. C: Alydidae. d: Pyrrhocoridae. e: Largidae.

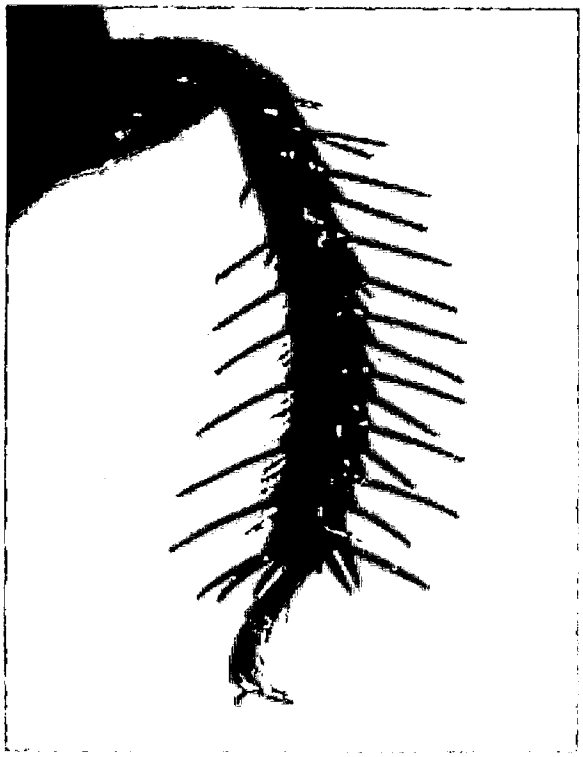
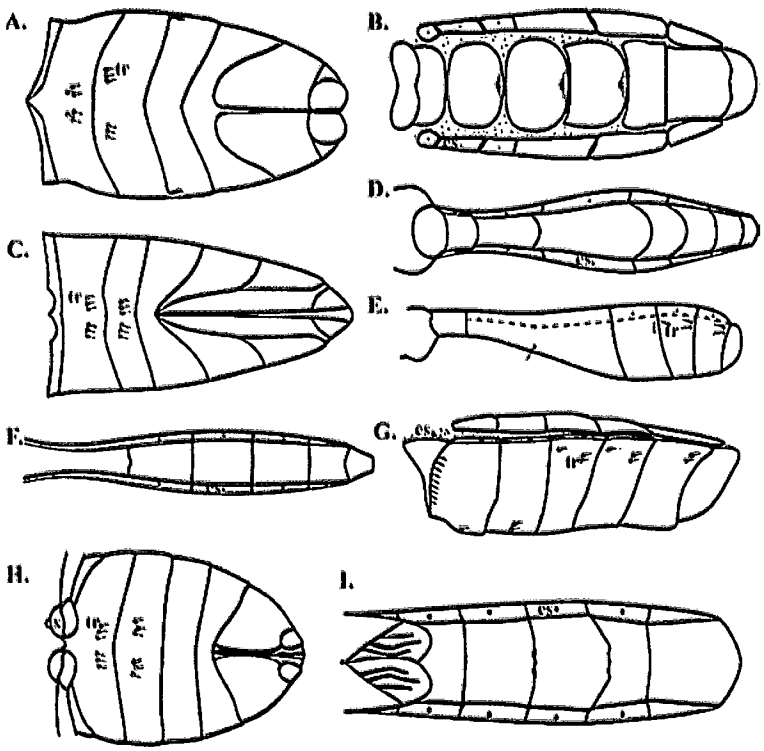


Figura 8: Tibia de Cydnidae



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTIN
PROPIEDAD
DE LA
BIBLIOTECA
DE
BIOMÉDICAS
AREQUIPA - PERU

Figura 9: Abdomen. a: Rhyparochromidae ♀. B: Rhyparochromidae ♂. C: Pachygronthidae ♀. de Colobathristidae ♂. e: Colobathristidae ♂. f: Berytidae ♀. G: Lygaeidae (Ischnorhynchinae) ♂. H: Lygaeidae (Ischnorhynchinae) ♀. i: Blissidae. cx: coxa. es: espiráculo. tr: tricobotrio. Vistas: a, C y H: Ventral. B, d, f e i: Dorsal. e y G: Lateral..

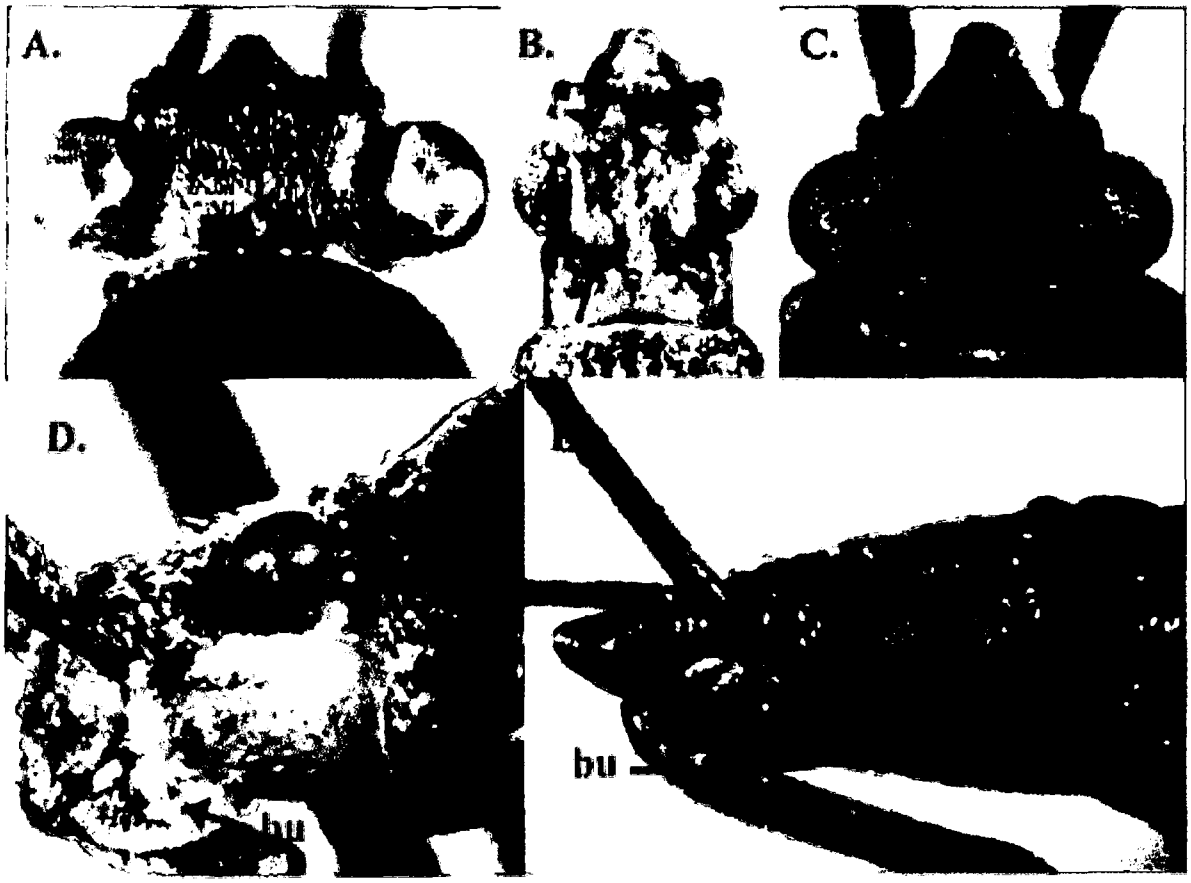


Figura 10: Cabeza. a: Colobathristidae. B: Berytidae. C: Lygaeidae (Ischnorhynchinae). d: Core- idae. e: Alydidae. Vistas: a-C: Dorsal. d-e: Lateral.

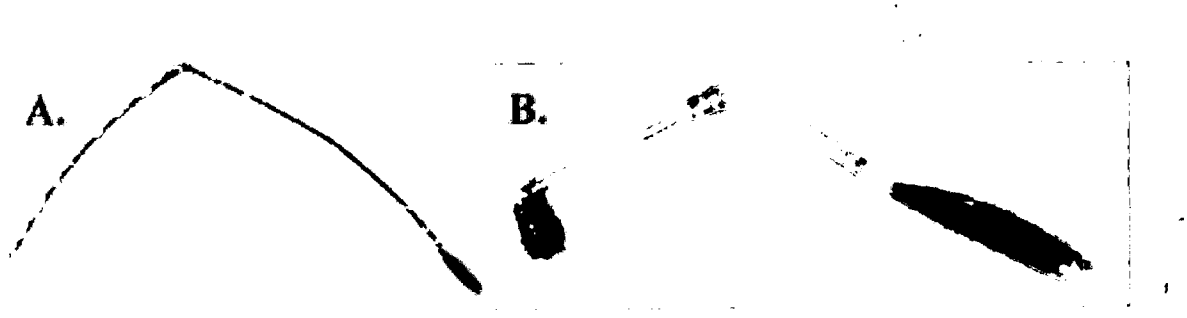
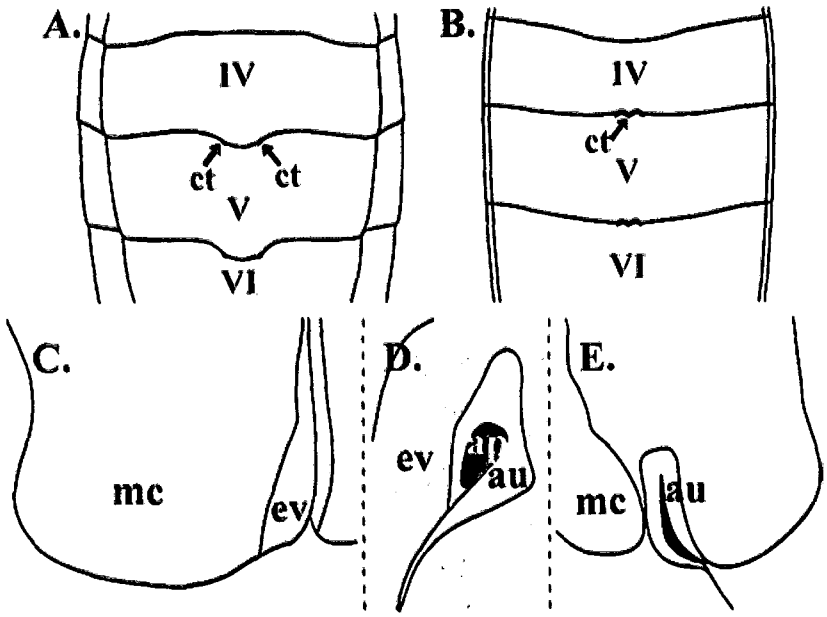


Figura 11: a: Berytidae. B: Ninidae.

Figura 12: Pronoto y escudelo. a: Lygaeidae. B: Blissidae.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTÍN
PROPIEDAD DE LA BIBLIOTECA DE BIOMÉDICAS
AREQUIPA - PERU

Figura 13: Apertura de la glándula de olor. a-B: Abdominal, vista dorsal. a: Coreidae. B: Pyrrhocoridae. C-e: Metatorácica, vista lateral. C: Rhopalidae. d: Coreidae. e: Pyrrhocoridae. ap: apertura de la glándula. au: aurícula. ct: cicatriz de la glándula de olor. ev: área evaporatoria. mc: mesoacetábulo.