

# Estudio de escarabajo amazonico *Zophobas opacus* (coleoptera: tenebrionidae) para incluirlo como alimento vivo en sistemas de crianza de fauna silvestre en cautiverio, peces ornamentales y de consumo

Karen J. Morote D<sup>1</sup>, Joel Vásquez Bardales<sup>1</sup>

## Resumen

Insectos del genero *Zophobas* son utilizados desde 1977 para fines de entomofagia animal en zoológicos Europeos. *Zophobas opacus* (Sahlberg 1823) es un escarabajo negro presente en la selva baja del Perú, encontrado en zonas aledañas a la ciudad de Iquitos. El objetivo del presente trabajo fue optimizar su sistema de crianza, innovando metodologías de bajo costo, basadas en la biología de la especie. Al final se pretende incluir su uso como alimento vivo en sistemas de crianza de fauna silvestre en cautiverio, peces ornamentales y de consumo.

Los resultados del estudio arrojan información básica y aplicada a cerca de la especie reportando óptimos valores nutricionales: 45% de proteína (base seca), 18% de grasas, 8% de carbohidratos y 54% de Humedad.

El ciclo biológico largo y producción de huevos diarios hacen posible su manejo sin degeneración de poblaciones, asegurando una producción diaria de larvas en función a la productividad natural, pudiendo diseñarse un tamaño de cultivo según los requerimientos de los animales a alimentar. En el estudio se identifican también factores que diezman la producción, estableciendo alternativas de manejo para combatirlas.

Se concluye que la producción de larvas de escarabajos mediante la aplicación de tecnologías apropiadas, es una opción ecológica y económica, debido a que una poca inversión permitiría satisfacer de modo general, las necesidades alimenticias de diversas especies cautivas.

Palabras clave: Tenebrionidae, *Zophobas*, crianza, biología, escarabajo, larva, entomofagia, alimento vivo.

## Introducción

Las Larvas de *Zophobas morio* y *Zophobas atratus* = *Zophobas rugipes* [Fabricius] son comercializadas a nivel internacional como fuente de proteína en la dieta de peces y animales mantenidos en cautividad y se les atribuye importantes nutrientes y considerables valores de vitamina C.

Las experiencias de cultivos masivos de *Zophobas*, datan desde 1977, cuando *Z. morio* fue introducido en Zoológicos de Alemania (Friedrich y Volland, 1983).

Los estudios de (Tschinkel, 1993) a cerca de la historia de vida de *Zophobas atratus* se utilizaron posteriormente para la producción de larvas con fines de alimentar varias especies de reptiles, entre ellas: *Ameiva festiva*, *Coleonix mitratus*, *Sceloporus malachiticus*, *Sceloporus variabilis* Otero (1997). Por su parte, *Z. morio* fue criado en Tarapoto, Perú con el propósito de alimentar ranas, proponiéndose tres sistemas de crianza o niveles de producción (Shulte, 1996).

Estas dos especies del genero *Zophobas*: *Z. morio* y *Z. atratus* están siendo criados por aficionados en varios lugares del mundo, encontrándose varias

experiencias de su manejo en páginas de Internet, aunque con escasos datos de su ecología, distribución y taxonomía.

El presente estudio constituye el primer ensayo del cultivo de *Z. opacus* en selva baja del Perú, destinado a la producción de larvas para entomofagia animal, ya sean peces cultivados o fauna menor mantenidos en cautiverio. El objetivo fue optimizar la metodología de producción de larvas de *Z. opacus*, mediante la aplicación de metodologías apropiadas basadas en la biología de la especie.

Los holotipos se encuentran depositados en el Museo de Historia Natural de Estocolmo, Suecia y Laboratorio de Entomología del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, Iquitos, Perú.

## Materiales y Métodos

El estudio se realizó entre Noviembre del 2002 y Junio del 2004 en el Laboratorio de Entomología del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, ubicado en el kilómetro 4.5 de la carretera Iquitos-Nauta, al Sur oeste de la ciudad de Iquitos. Geográficamente se encuentra entre las coordenadas 073°19'15"W y 03°49'01S a 113msnm. La zona presenta un clima

<sup>1</sup> Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana

tropical húmedo, con una precipitación media anual de 2600mm. Humedad relativa anual de 80% y temperatura promedio anual de 28,5°C (SENAMHI, 2003).

### **Colecta y mantenimiento en laboratorio**

Los insectos y sus larvas fueron colectados en granjas avícolas, huertas familiares y mezcladoras de alimento balanceado ubicados en los alrededores de la ciudad de Iquitos Perú. Las muestras se mantuvieron en el laboratorio, en envases de 20x30x12cm; cuyas tapas se acondicionaron con mallas de tela para dar respiración.

Como alimento húmedo utilizamos cáscaras de plátano *Musa paradisiaca* y restos de naranja *Citrus sp* y papa *Solanum sp.*; como alimento seco, se utilizó molluelo y diferentes harinas. El empupamiento inducido se realizó por aislamiento de larvas de cinco centímetros (tres meses de edad) en pequeños envases negros, estos envases contenían básicamente aserrín y cáscaras de vegetales que se retiraban al completar el empupamiento.

### **Cohortes experimentales**

En el laboratorio se evaluaron tres generaciones de insectos, las cuales fueron mantenidas bajo condiciones experimentales según cohortes. Las larvas producidas se destinaron a pruebas de aceptación como alimento vivo y ensayos bromatológicos; las cohortes estudiadas son:

#### **Cohorte 1 (F1)**

Utilizado en estudios del proceso de empupamiento inducido e identificación de la especie, el cual estuvo a cargo del Dr Julio Ferrer especialista del Museo de Historia Natural de Estocolmo en Suecia. Se indujo el empupamiento de quince larvas colectadas obteniendo nuestra primera generación de adultos, con los cuales empezamos el cultivo.

#### **Cohorte 2 (F2)**

Utilizado en estudios de mantenimiento y comportamiento larval; se aisló un grupo de larvas mantenido durante varios meses sin inducir empupamiento.

#### **Cohorte 3 (F2)**

Utilizado para estudios del ciclo biológico, una postura proveniente del cultivo masivo, fue evaluada minuciosamente hasta la eclosión. Cuarenta larvas que nacieron el mismo día fueron separadas individualmente llevando un registro diario del desarrollo de cada larva durante todo el periodo larval. Los adultos emergidos fueron marcados en el elitro, usando plumón indeleble fino encima de una marca blanca. Estos adultos se aparearon según orden de emergencia, formando parejas de la misma edad, o con diferencia de un día a dos, por un lapso de una semana, después de comprobada la copula individualizamos las hembras para estudios de ciclo reproductivo. Cuando ya no hubo posturas, se volvieron a juntar los adultos para reaparear hasta completar el periodo de longevidad.

### **Cohortes 4-18 (F3)**

Quince grupos de larvas obtenidas a partir de hembras del cohorte 3 (F2), fueron utilizadas para estudios de crecimiento larval según sustratos. Cada cohorte contenía 50 larvas L1 y fueron mantenidas en envases de 10 x 10 x 9 cm. Se utilizaron cuatro tratamientos: 1 Harina de Maiz, 2 Polvillo de Arroz, 3 Molluelo, 4 torta de Soya y un testigo: cama de galpones.

### **Cohorte 19 (F3)**

Se utilizó para estudios de sex ratio, conjuntamente con cohortes provenientes del F1 y F2. Estos intervinieron en los empupamientos inducidos.

### **Metodología utilizada para biometría de larvas**

En la biometría de larvas se utilizó el método de inactivación por hielo, que consiste en inactivar las larvas por exposición al frío durante breves minutos permitiendo una buena medición, después las larvas reinician sus actividades normales. Se utilizó placa milimetrada y vernier al 0,01 mm, además de una balanza digital de una aproximación de 0,01 gr.

### **Diseño Experimental y análisis Estadístico**

Para mejor presentación de datos del ciclo Biológico se utilizaron Cajas (Box) haciendo conglomerados. En las pruebas de crecimiento larval se utilizó un diseño completamente aleatorizado con cuatro tratamientos, un testigo y tres repeticiones para cada tratamiento. La variable usada en las pruebas de crecimiento larval fue la longitud larval obtenida en muestreos biométricos quincenales; estos promedios se sometieron al análisis de varianza ANOVA y fueron comparados usando la Prueba de Bonferroni. El sex ratio se contrastó mediante la prueba de Chi cuadrado.

## **Resultados y Discusión**

### **Distribución y Ecología**

*Zophobas opacus*, es una especie amazónica conocida por el poblador local, aunque no tiene un nombre común, sus larvas son usadas como carnada en faenas de pesca en zonas aledañas al Rio Nanay, cercanas a la localidad de Yuto. (Com. Per. Izuiza, 2003).

La larvas de *Z. opacus* ha sido encontrada cerca de la ciudad de Iquitos, asociada a crianza de pollos tanto en granjas como en huertas familiares, compartiendo el nicho con otros tenebrionidos, entre virutas descompuestas debajo de comederos y los adultos se detectaron entre grietas de la pared, del piso y troncos de madera vieja. La especie fue identificada como *Zophobas opacus*

### **Ciclo Biológico**

#### **Huevo**

Los huevos miden de 1,2-1.6 mm de largo por 0,7-0,8 mm de ancho, son ovalados, traslúcidos, con cubierta de membrana fina y están fuertemente adheridos

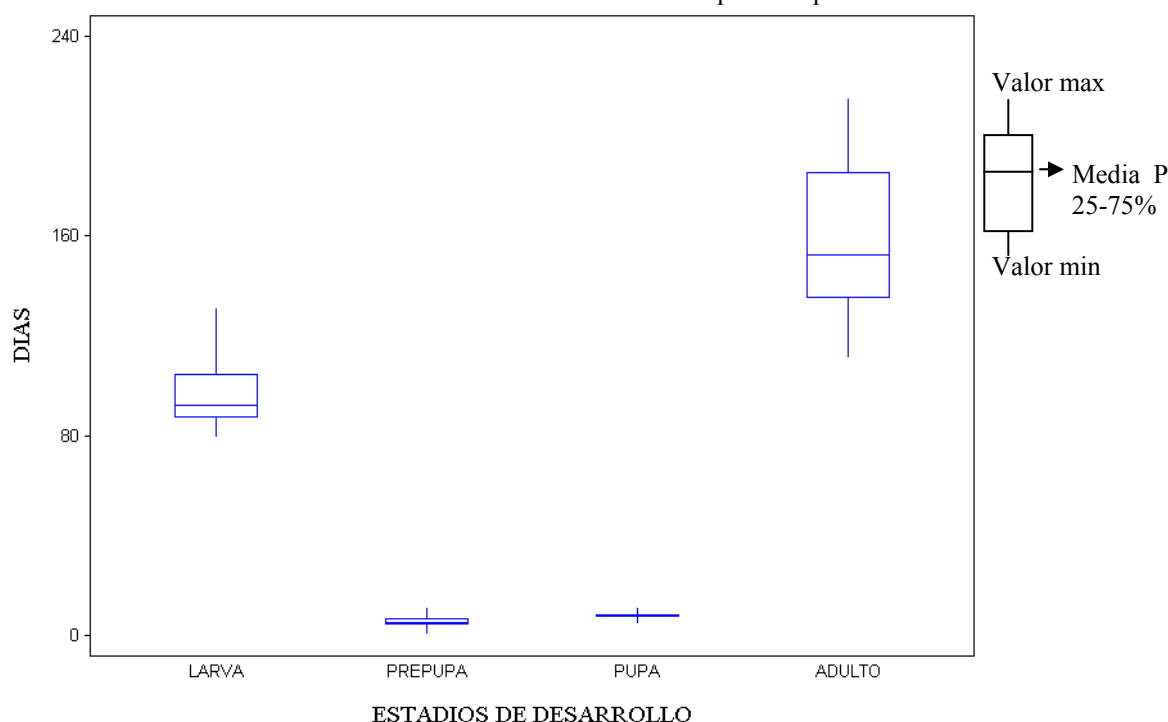
al substrato o entre sí por una sustancia gelatinosa. Este estado dura 6-7 días. Al primer día los huevos son translúcidos con una cubierta lisa muy frágil, al pasar de los días se observa leve endurecimiento en la superficie, además de una zona translúcida apical y una masa blanca hacia la zona basal que evidencia el contenido larval. El estadio de huevo en condiciones óptimas presentó una supervivencia del 78.6%.

### Larva

La fase larval presenta 16 estadios y mide el último estadio 46-60mm de longitud y 5-5,5 mm de ancho. La larva madura presenta bandas transversas de

color canela claro a castaño oscuro, las bandas claras van oscureciéndose desde los últimos segmentos hasta toda la larva. El estadio larval dura entre 80-131 días: el rango de datos más representativo entre 89-107 días y una media global de 96 días (Graf. 1). El desarrollo larval presentó una supervivencia del 75%. Las larvas presentan gran voracidad principalmente después del noveno estadio, con comportamientos caníbales cuando están en gran número o el alimento es insuficiente. Se observa una diapausa larga en los últimos estadios; con interrupción del desarrollo al no encontrar condiciones adecuadas para empupar. El mayor tiempo de vida registrado en este estado larval fue de 8,5 meses.

**Graf. 1:** Duración en días de los diferentes estadios de *Zophobas opacus*



### Pre-Pupa

Antes de la fase de pre-pupa, la larva forma una "Cámara de Empupamiento" desmenuzando los materiales y pegándolos hacia la parte de la tapa del envase. De esta forma logra un ambiente oscuro e individual. La prepupas resultantes de las 40 larvas individualizadas duraron un promedio de 6 días; sin embargo las larvas extraídas del medio natural duraron de 3 a 5 días.

### Pupa

Pupa exarata o de extremidades expuestas, de color crema a castaño rojizo, cabeza de ubicación orthognatha. Mide 20-23mm y dura de 8-10 días. El primer día presenta coloración marfil, que va cambiando paulatinamente a crema. La pupa restringe sus movimientos a reacciones vibrantes y de arqueo interior en respuesta a cualquier estímulo externo. El empupamiento inducido de larvas se logró en envases individuales, aunque también se produjeron

empupamientos en el suelo, madera y en cualquier material escondido si es que las larvas lograban escapar.

### Adulto

El adulto es un escarabajo negro de hábito nocturno, mide de 22 a 28 mm, con el cuerpo alargado y robusto. La cabeza es corta, proporcional al tórax, de forma globular y/o ligeramente hexagonal y con una incisión en forma de U en los machos pudiendo ser redondeada y en algunos casos casi cuadrada al igual que la cabeza (forma ambiguaus Kraatz, 1880). La fase de adulto de los especímenes individualizados duró entre 112 y 215 días con un promedio de 159 días sin embargo el rango de datos más representativo estuvo entre los 89 y 107 días (Graf. 1).

### Longevidad de la Especie

En cultivo los insectos alcanzaron una longevidad completa de 6 a 12 meses, con un promedio de nueve

meses para el estado adulto. La mayor cantidad de machos murieron entre el 3er y 4to mes. En el caso de los insectos bajo control individual se presentan resultados similares, siendo más longevos los que se encontraron emparejados.

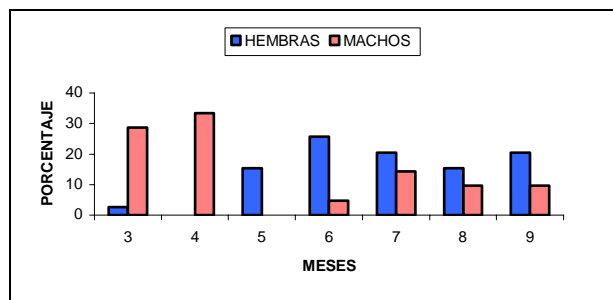


Gráfico 2. Mortalidad de adultos de Zophobas opacus en cultivo masivo

## Estudios reproductivos

### Madurez y Comportamiento Sexual

La primera cópula ocurrió entre 8-12 días después de la emergencia y la primera oviposición ocurrió entre los 11-13 días después de la copula. La mayor frecuencia de cópulas tuvo lugar en horas de la noche constatándose gran actividad nocturna, en el día los adultos reposan permaneciendo buen tiempo en una sola posición. La cópula tuvo una duración de 30 a 50 segundos. El cortejo de copula se inicia con pequeños toques de antenas de los machos hacia los élitros de la hembra desde la zona dorsal posterior hasta la cabeza; si la hembra es receptiva permanece quieta. La especie presenta hegemonía de machos grandes con respecto a los mas pequeños, ocasionándose constantes peleas donde van perdiendo parte de su morfología corporal (patas), esto esta relacionado con el fenómeno de mimicry sexual observado en individuos machos (Corcoran, 1995)

### Sex Ratio

El sex ratio poblacional se presenta en una proporción de 1 macho por cada hembra al 0.05% de probabilidad ( $X_2 = 44.53$ ;  $gl=4$ )

Tabla 1. Sex ratio de Zophobas opacus en cultivo

EMPUPAMIENTO	Muestra	Proporción
1	15	1:1.14
2	200	1:1.16
3	300	1:1.85
4	600	1:1.36
5	30	1:1.5
Total	1145	

### Proceso de Oviposición

La hembras colocan sus huevos con una frecuencia de 2 a 4 días, periodo que se va prolongando hasta los 6, 10 y 15 días a partir de los 6 meses de edad

de las hembras. La hembra coloca los huevos debajo del alimento, en ranuras o en el suelo, en disposición lineal o conglomerada, formando masas que a veces se superponen en dos hileras, los desoves son parciales pudiendo contener 3, 5, 20, 40 o 60, aunque generalmente se encuentran en grupos de 20 a 40. La capacidad de fecundación de una hembra apareada por un macho durante una semana es de 1368 huevos (aprox. la mitad de la carga total), la hembra reinicia la puesta de huevos al volver a aparearse llegando a completar su carga de huevos.

Una hembra puede oviponer un promedio de 26 huevos al día con un mínimo de 5 y un máximo de 156 huevos por masa diaria. Los adultos presentan ovifagia en un 46% de huevos frescos. Este comportamiento se reconoce por los agujeros en el papel producidas al preñar las posturas. La carga de huevos por cada mes, se resume en el siguiente grafico:

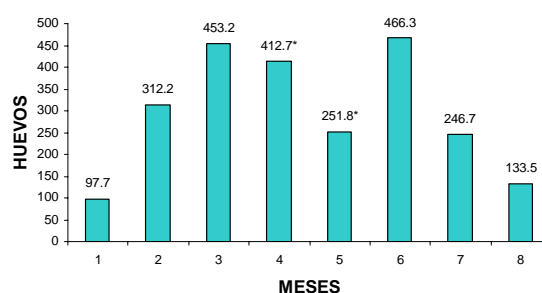


Tabla 2. Proceso de Oviposición de Zophobas opacus en cultivo masivo.

\* = Disminución de la carga de huevos antes de reincorporar los machos.

El Proceso de oviposición tuvo una duración de 7 a 8 meses, la carga de huevos por hembra hasta el 7mo mes fue de 2535. El mes de mayor productividad fue el 6to mes; aunque hubo una interfase de 20 días sin posturas entre el 4to y 5to mes antes de reincorporar machos, por lo que se acepta que el 5to mes es el más productivo para la especie. Las hembras dejan de poner huevos entre 20 días y hasta cerca de dos meses antes de morir.

## Manejo Del Cultivo Masivo

### Técnicas para la Recolección de huevos

Según frecuencia de recolección, la cantidad de huevos se incrementa a medida que pasan los días pero este incremento no es proporcional a los días transcurridos, pues se espera que la cantidad del primer día, se duplique o triplique. Sin embargo, las recolecciones íter diarias solo sobrepasan en un 19,21% a las recolecciones diarias y las recolecciones de cada tres días sobrepasan solo en un 35,5%. Al nivel de confianza del 0,5%, estos incrementos no son significativos, debido a que, las recolecciones de cada 3, 5 o 7 días incurrir en ingentes perdidas debido a la ovifagia de adultos; lo que aumenta a medida que el problema de ácaros pasa inadvertido. Esto podría explicar la poca productividad en cultivos de Zophobas que señalan estudios anteriores Shulte (1996); Otero

(1997), a lo que proponemos recolecciones diarias, evitando así las pérdidas de huevos.

### Productividad

La productividad de larvas de 5cm. en condiciones óptimas, a partir de 50 hembras reproductoras fue de 4,5 kilos, distribuidas en 9 tapers con capacidad de 400 a 600 gramos. Esta producción podría tomarse como base si se quisiera implementar un sistema de producción masiva, con recojo y protección de huevos en forma diaria.

### Crecimiento Larval Según Sustratos

En la tabla 3 se muestran los promedios de longitud y peso según muestreo. Se observó, que la duración de los estadios larvales se ha alterado según sustrato utilizado, al final del experimento, las larvas de los distintos sustratos alcanzan diferentes estadios larvales. Esto indica diapausa larval en distintos estadios por mala nutrición.

Tabla 3. Longitud, peso y estadio en larvas de Zophobas opacus según sustratos

DIA	LONGITUD PROMEDIO					PESO PROMEDIO					ESTADIO PROMEDIO				
	T1	T2	T3	T4	T	T1	T2	T3	T4	T	T1	T2	T3	T4	T
1	2.57	2.61	2.56	2.59	2.56	0.00041	0.00041	0.00041	0.00041	0.00041	1	1	1	1	1
15	5.24	5.26	7.23	5.17	5.28	0.0007	0.0009	0.0019	0.0007	0.0005	4	4	6	4	4
30	8.22	6.88	12.2	7.97	7.93	0.0057	0.0078	0.0189	0.0146	0.0025	6	6	9	6	6
45	11.8	17.8	22.8	15.3	10.6	0.0163	0.0107	0.0852	0.0153	0.008	8	10	12	9	7
60	15.3	21.4	36.4	26	13	0.0327	0.0208	0.2306	0.0961	0.0239	9	11	14	12	9
75	23.9	32.2	42.9	28.7	14.9	0.0787	0.1197	0.2973	0.1498	0.0254	12	13	15	13	9
90	26.2	36.3	46.2	36.6	19.5	0.0902	0.2288	0.5446	0.2640	0.0352	12	14	16	14	10
105	28.6	31.7	48.6	36.6	21.1	0.0974	0.254	0.6223	0.2642	0.0478	13	14	16	14	11

Tabla 4. Prueba Estadística de Bonferroni al 95% de confianza

Tratamiento	Media	Bonferroni al 95%
T3-Molluelo	26.3025	"a"
T2-Polvillo de Arroz	19.9488	"b"
T4-Torta de Soya	19.5613	"b"
T1-Harina de Maíz	15.05	"c"
T- Testigo	11.845	"d"

Según la prueba de Bonferroni, el tratamiento que respondió mejor al experimento fue el 3 (Molluelo), seguido de los tratamientos: 4 torta de soya y 2 Polvillo de arroz que son estadísticamente similares entre si.

Estos resultados, demostraron que el tipo de alimento altera la duración del ciclo larval de Z. opacus, siendo mas favorable los alimentos con más contenido proteico y granulado alto, lo cual proporciona mejores condiciones de micro hábitat, con buena circulación de aire, como es el caso del molluelo.

### Supervivencia

Los índices de supervivencia de la prueba de crecimiento larval según sustratos, se muestran en el siguiente grafico:

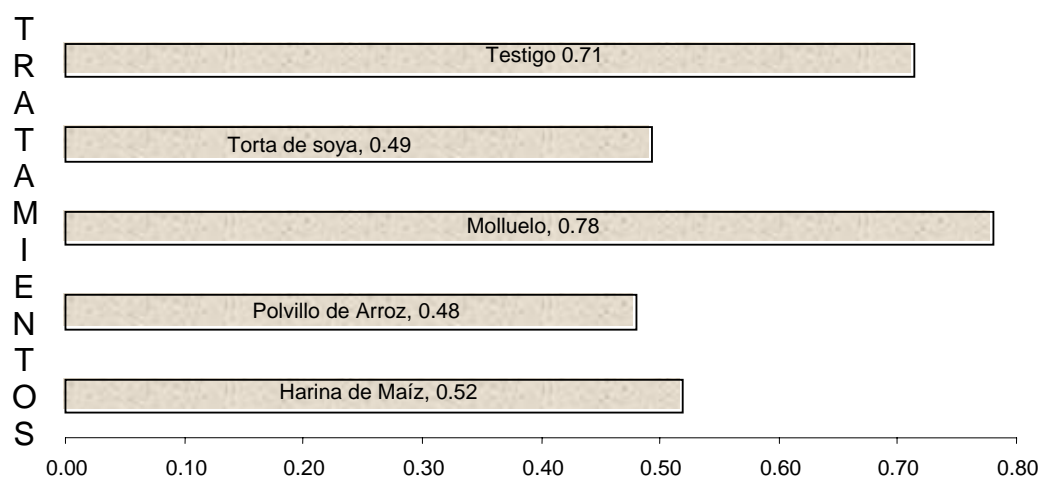


Gráfico 3. Índices de supervivencia de larvas según sustratos de cultivo

## Empupamiento artificial o Inducido

Los ensayos de empupamiento artificial de *Z. opacus* (Sahlberg), en condiciones de laboratorio indican que el método de cámaras oscuras empleado da buenos resultados, el tiempo necesario estuvo entre 24 y 30 días,

incrementándose según la cantidad de larvas. El porcentaje promedio de éxito de empupamiento fue del 77,99%, Las pérdidas se debieron en parte a la mortandad de larvas que no alcanzaron al último estadio (n= 600), y a la mortandad de pupas por ataque de hormigas (n= 200).

Tabla 5. Empupamiento de *Zophobas opacus* a partir de un cultivo masivo

Empupamiento	Numero de larvas por empupamiento	Numero		Éxito de empupamiento	Total emergidos
		♀	♂		
1*	15	8	7	100	15
2	200	87	47	89.5%	177
3	300	95	82	93.5%	134
4	600	310	227	89.5%	537
5	30	18	12	100%	30
Total	1145	518	375	77.99%	893

\*Larvas recogidas del medio natural

## Infestación del cultivo por ácaros predadores

El principal problema para el cultivo ha sido los ácaros que predan los huevos y larvas iniciales (L1), el huevo dañado pierde turgencia, cambia su coloración de blanco a crema oscuro y no eclosiona.

El acaro observado con mayor frecuencia presenta un tamaño de 0,6 – 0,8 mm de largo por 0,5 – 0,6 mm de grosor; con cuerpo de forma globosa, translúcida y cubierto de setas, en la cabeza presenta las estructuras bucales de color rojizo al igual que las patas, Este acaro se encontró alrededor y por debajo de las masas de huevos y en algunos casos extremos, adheridos en el cuerpo de las hembras, en un solo caso proveniente de

capturas en el medio natural, se presentaron internamente, con oportunismo ante lesiones del cuerpo.

La especie de acaro mas abundante fue identificado por el Dr. Victor Iraola, como *Tyrophagus putrescentiae* (Schrank, 1781) (Astigmata; Acaridae). Fueron identificados también: *Klemania* (=Ameroseius) cf *plumigera* Oudemans, 1930 (Mesostigmata; Ameroseiidae) y *Blattisocius keegani* (Mesostigmata; Ascidae) Son ácaros depredadores observados con mínima frecuencia.

El porcentaje de supervivencia de huevos, en un cultivo masivo con infestación moderada (un acaro por campo de 40X) es presentado en el siguiente cuadro:

Tabla 6. Supervivencia de huevos con infestación moderada de ácaros

Nº de Postura	Nº de Huevos	Nº de Larvas emergidas	% de Emergencia
01	163	113	69.33
02	260	142	54.62
03	301	144	47.84
TOTAL	724	399	57.26

Para el control y erradicación completa de los ácaros se requiere profilaxis semanal y monitoreo diario de las cajas de larvas, el acaricida empleado para el control de ácaros contiene Phoxin al 25% y Flumetrín al 1%, los problemas de cultivo debido a ácaros también se ha reportado en la crianza de abejas, siendo el mas importante *Varroa jacobsoni*, usándose para su control Peridoxin al 10%. (Dávila, et al.; 1988).

## Valor nutricional de *Zophobas opacus*

La bromatología de larvas de *Zophobas opacus*, se muestra en la siguiente tabla:

Tabla 15. Bromatología de larvas de *Zophobas opacus*

Componente	Porcentaje
Humedad	54.22
Grasas	18.37
Proteína base húmeda	23.26
Proteína base seca	45.06
Ceniza	0.44
Carbohidratos	3.71
Calorías	273.21Kcal

## Prueba exploratoria de aceptación de peces y fauna silvestre al alimento vivo Larvas de *Z. opacus*

De las 52 especies que sometimos a la prueba, 5 no aceptaron, obteniéndose un éxito de aceptación global del 90,49%.

Tabla 7. Aceptación de peces y fauna silvestre al alimento vivo larvas de *Z. opacus*

NOMBRE VULGAR	NOMBRE CIENTÍFICO	ACEPTACION
MAMIFEROS		
Maquisapa negro	<i>Ateles paunscus</i>	✓
Machin negro	<i>Cebus apella</i>	✓
Machin blanco	<i>Cebus albifrons</i>	✓
Choro	<i>Lagothrix lagotricha</i>	✓
Fraile	<i>Saimiri sciureus</i>	✓
Huapo negro	<i>Pithecia monachus</i>	✓
Musmuqui	<i>Aotus nancymae</i>	✓
Chozna	<i>Potos flavus</i>	✓
Añuje	<i>Dasyprocta fuliginosa</i>	✓
Achuni	<i>Nasua nasua</i>	✓
AVES		
Pucacunga	<i>Penelope jacquacu</i>	✓
Trompetero	<i>Psophia leucoptera</i>	✓
Tanrilla	<i>Eurypyga helias</i>	✓
Gavilan	<i>Daptrius sp.</i>	✓
REPTILES		
Lagarto blanco	<i>Caiman crocodilus</i>	✓
Taricaya	<i>Podocnemis unifilis</i>	✓
Charapa	<i>Podocnemis expansa</i>	✓
ANFIBIOS		
Rana pipa	<i>Pipa pipa</i>	✓
PECES		
APTERONOTIDAE		
Macana perro	<i>Apteronotus albifrons</i>	✓
ANOSTOMIDAE		
Anostomus	<i>Anostomus anostomus</i>	✓
Lisa Cebra	<i>Leporinus trifasciatus</i>	✓
ARAPAIMIDAE		
Paiche	<i>Arapaima gigas</i>	x
CALLICHTHYIDAE		
Cory black peru	<i>Corydoras semiaquilus</i>	x
CHICLIDAE		
Acarahuazu	<i>Astronotus ocellatus</i>	✓
Apistograma	<i>Apistogramma agassizi</i>	✓
Bujurqui morado	<i>Hytselacara temporalis</i>	✓
Bujurqui punto negro, amazonarum	<i>Cichlasoma amazonarum</i>	✓
Escalar	<i>Pterophyllum scalare</i>	✓
Pandurini	<i>Apistogramma panduro</i>	✓
Gamitana	<i>Colossoma macropomun</i>	✓
Pez disco	<i>Symphysodon aequifasciatus</i>	✓
Paco	<i>Piaractus brachipomum</i>	✓
Pacotana	Hibrido <i>Colossoma macropomun</i> x <i>Piaractus brachipomum</i>	✓
CYPRINIDAE		
Beta	<i>Betta splendens</i>	✓
CHARACIDAE		
Blufin	<i>Moenkhausia lepidura</i>	✓
Dentón	<i>Charax gibbosus</i>	✓
Sabalo	<i>Brycon sp.</i>	✓
Bliden punto rojo	<i>Hyphessobrycon erythostigma</i>	✓
Tetra neon	<i>Paracheirodon innesi</i>	✓
ERYTHRINIDAE		
Fasaco	<i>Hoplias malabaricus</i>	x
GASTEROPELECIDAE		
Pechito	<i>Gasteropelecus sternicla</i>	✓
GYMNOTIDAE		
Macana cebra	<i>Gymnotud carapo</i>	✓
LABIASINIDAE		
Copeina	<i>Copeina guttata</i>	
Torpedo	<i>Nannostomus unilineatus</i>	✓
NANDIDAE		
Pez hoja	<i>Monocirrhus polyacanthus</i>	x

OSTEOGLOSSIDAE		
Arahuana silver	<i>Osteoglossum bicirrhosum</i>	✓
PIMELODIDAE		
Bagre	<i>Duopalatinus peruanus</i>	✓
Jumper cat	<i>Pirinampus pirinampu</i>	✓
Shovelnose	<i>Sorubin lima</i>	×
POECILIDAE		
Gupi	<i>Poecilia reticulata</i>	✓
TETRAODONTIDAE		
Pez globo	<i>Collomesus asellus</i>	×
RIVULIDAE		
Rivulus	<i>Rivulus urophthalmus</i>	✓

## Literatura citada

- Alcock, J. 1979. The evolution of intraspecific diversity in male reproductive strategies in some bees and wasps. In: Sexual selection and reproductive competition in insects (Ed. by M.S. Blum & N.A. Blum), Acad. Press, New York, 381-402.
- Ayquipa A & Sirlopu J. 1978. Crianza masiva de *Diatraea saccharalis* Fabricius; en dieta artificial; para propagación del parasitoide *Paratheresia claripalpis*. Wulf. En: Revista Peruana de Entomología. Vol. 02 N° 21. Pag. 55-56
- Corcoran, R. 1995. "Intraspecific sexual mimicry in insects." available at [http://www.colostate.edu/Depts/Entomology/courses/en507/student\\_papers\\_1995/corcoran.html](http://www.colostate.edu/Depts/Entomology/courses/en507/student_papers_1995/corcoran.html).
- Córdova, P. 1993. Alimentación animal. Fondo Editorial Concytec. Lima. 244pp.
- Dávila, M. et al. 1988. Ensayo sobre el control de *Varroa jacobsoni* en las colmenas de Lima. En: Revista Peruana de Entomología Vol 30 pg: 74-76. Lima, Perú.
- Friederich, U & Volland, W. 1981. Futterzucht. Ulmer Verlag. Stuttgart (Alemania). 168 pp.
- Luna- Figueroa, Jorge. 2003. *Pterophyllum scalare* (Pises: Cichlidae): influencia del alimento vivo en la reproducción y el crecimiento. En: CIVA 2003. II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. <http://www.civa2003.org>, 55-65.
- Martos A. & Niemeyer, H 1989. Estudios sobre crianza masal de *Eriopsis connexa* Germar. En: Rev. Per Ent. 32:50-52 25-28pp.
- Nilsson A, 1993. Sensitivity and dynamics of the pupal mechanism in two tenebrionid beetles. In: Com Physiol A. (1993) 173:455-462.
- Nickerson, C. 2003. Kingworms (*Zophobas morio*). En: [www.members.aol.com/msnick1/kingworm.html](http://www.members.aol.com/msnick1/kingworm.html).
- Ochoa, C. 1966. Ciclo biológico, morfología y comportamiento de *Heterogompus ochoai* Martínez. (Coleoptera: Escarabeidae). En: Revista Peruana de Entomología. Vol. 10 N° 01. Pag. 3-7 r
- Otero, C. 1997. Metodología de la reproducción en cautiverio del coleóptero *Zophobas* sp. Tesis para optar el Título de Biólogo. Universidad Autónoma de Nicaragua. Managua, Nicaragua. 29pp.
- ParKer, R. 1981. Estadística para Biólogos. Ediciones Omega, Barcelona, España. 238pp
- Pajaros Argentinos. 2001. Golosinas Vivientes (I): Las *Zophobas*. En: [www.animals.net/principal.html](http://www.animals.net/principal.html).
- Sahlberg C. R. 1823. Periculi entomologici, species insectorum mundum descriptas proposituri fasciculis. Aboe, 83 pp. 4 pl.
- Steiner. Jr. 1995. Structures, behavior and diversity of the pupas of tenebrionidae (Coleoptera). En: Biology, Phylogeny, and Classification of Coleoptera. Ed. Pakaluk and S.A. Slipinski. Museum I Instytut Zoologii PAN, Warszawa 524-539.
- Schulte, R. 1996. El manejo de *Zophobas morio* (Coleoptera: Tenebrionidae) en climas tropicales húmedos. En: Folia amazónica Vol. 8(2) pg: 47-75. Iquitos, Perú
- Tschinkel, W. 1993. Crowding, Maternal Age at pupation, and Life History of *Zophobas atratus* (Coleoptera: Tenebrionidae). En: Annals of the Entomological Society of America. Vol. 86(3) pg: 278-297. Florida, EEUU.
- Wormman's Worm Farm. 2002. Giant mealworm. Alimentación. En: [www.wormman.com/giants.htm](http://www.wormman.com/giants.htm)



