

IDENTIFICACIÓN PRELIMINAR DE LOS *RHOPALOCERA* QUE HABITAN EL CENTRO EXPERIMENTAL AMAZÓNICO (C.E.A.) MOCOA –PUTUMAYO– Y ALGUNAS ESPECIES APTAS PARA CRIAR EN CAUTIVERIO (INSECTA: LEPIDÓPTERA)*

*Julián A. Salazar E.¹, José I. Vargas Ch.², Ana Milena Mora³
y Johanna Benavides P.⁴*

Resumen

El presente artículo detalla la fauna de mariposas diurnas que vuelan en el Centro Experimental Amazónico (C.E.A.) Mocoa –Putumayo– y alrededores. Además se suministra un protocolo de algunas especies que pueden ser criadas en cautividad para establecer mariposarios comerciales o emplearlas como objetivo en las actividades de educación ambiental que realiza el Centro.

Palabras clave: inventarios, lepidóptera, mariposas, Putumayo, ciclos de vida.

PRELIMINARY IDENTIFICATION OF THE *RHOPALOCERA* THAT INHABIT THE AMAZONIAN EXPERIMENTAL CENTER (CEA BY ITS INITIALS IN SPANISH) MOCOA, PUTUMAYO, AND APT SPECIES FOR BREEDING IN CAPTIVITY (INSECTA: LEPIDOPTERA)

Abstract

This paper is a preliminary checklist of the butterfly fauna that inhabit the Amazonian Experimental Center (C.E.A.) in Mocoa, Putumayo. Additionally, protocols of some species that can be bred in captivity to establish commercial butterfly farms or to implement them for environmental education projects in the Center are proposed.

Key words: butterflies, checklist, lepidoptera, Putumayo, life cycles.

INTRODUCCIÓN

Las mariposas diurnas son uno de los mejores bioindicadores de la buena salud de los ecosistemas y se han empleado eficazmente para la elaboración de inventarios basados en artrópodos de una región determinada (SARMIENTO, 2001; VILLAREAL *et al.*, 2006). Como resultado, el área amazónica es una de las más ricas y estudiadas, así lo atestiguan diversas prospecciones faunísticas realizadas en países vecinos, en especial Perú, Ecuador y Brasil (LAMAS *et al.*, 1996; MURRAY, 1996; RAMOS, 1996; RACHELI & RACHELI, 1998; LAMAS, CAMPOS & RAMÍREZ, 2003). Por lo anterior, nuestra región recientemente ha sido muestreada con el propósito de conocer mejor su Lepidopterofauna gracias a importantes aportes

¹ Centro de Museos, Historia Natural, U. de Caldas, A.A. 275, Manizales-Colombia.

² Centro de Museos, Historia Natural, U. de Caldas.

³ Bióloga, Universidad de Nariño, Pasto. E-mail: anita2mv@gmail.com

⁴ Bióloga, Universidad de Nariño, Pasto. E-mail: johannabp@gmail.com

realizados por SALAZAR (1995), FAGUA (1996), GUTIÉRREZ *et al.*, (1998), FAGUA (1996), SALAZAR *et al.* (2003), FRAIJA & FAJARDO (2006), PINZÓN-C. (2008), entre algunos. Teniendo en mente tal premisa, este trabajo presenta las principales especies que habitan el Centro Experimental Amazónico en Mocoa (Figura 1), un lugar al norte del Putumayo dado a conocer por uno de nosotros en esta Revista (BENAVIDES, 2007).



Figura 1.

De otra parte, proponemos aquí una pequeña selección de especies potenciales para crianza que se destacan por su tamaño y belleza. El presente inventario está basado en una lista global de mariposas diurnas que vuelan el departamento del Putumayo y que fue publicada por el tercer autor hace 15 años (SALAZAR, 1995). Como complemento, las especies que aparecen con asterisco (*) son nuevos registros para la región.

METODOLOGÍA

Para conocer las especies, la metodología sigue los procesos habituales de captura con el empleo de 4 redes entomológicas de 6 extensiones (*BioQuip @*) y otra red más especializada de manejo telescópico hecha con fibra de vidrio (*Monarca @*). Se utilizaron además 10 trampas Van Someren-Rydon, dispuestas en los claros y

bordes de bosque (Figura 2). Para la identidad de las especies se cotejaron con los libros de SEITZ (1924) y D´ABRERA (1981-1995) puestos al día taxonómicamente mediante el listado de LAMAS (2004). Como alternativa, se identificaron algunos adultos mediante visualización directa de aumento (binoculares de campo) y en adición con cámaras fotográficas Pentax K-1000 y digital Powershot 470 (ver LAMARRE & BÉNÉLUZ, 2009). Otras fuentes de consulta fueron las contribuciones de HALL (1999), HALL & HARVEY (2004) y SALAZAR (2006).



Figura 2.

Los ejemplares se encuentran depositados en las colecciones del C.E.A. (Mocoa), la de los autores; la colección Vaclav Pacl (Austria) y la de la Universidad de Nariño, Pasto. La descripción de las especies aptas para reproducción y cría, se basa en los protocolos propuestos en DE VRIES (1987), MONTOYA (1989), CONSTANTINO (1997), PRIETO *et al.* (1999), GIL & POSADA (2002); y con especies amazónicas por GÓMEZ & FAGUA (2002), ARÉVALO *et al.* (2006), GÓMEZ (2006), BARDALES & GONZÁLEZ (2006), MULANOVICH (2007) y JARAMILLO *et al.* (2009).

ANTECEDENTES Y ÁREA DE ESTUDIO

Las zonas aledañas a Mocoa han sido muestreadas por J. Salazar y otros colaboradores desde 1986 (SALAZAR, 1995). Sin embargo es recientemente, en septiembre 11 al 20 (2006), enero 11 al 17 (2009); del 25 de octubre al 28 de noviembre de 2008 y del 16 de abril al 17 de mayo de 2009, cuando se presta más atención a una pequeña reserva perteneciente al Centro Experimental Amazónico (C.E.A.), debido a su buen estado de conservación y a su vecindad con la majestuosa Serranía de los Churumbelos (Figura 3), lugar atractivo para el estudio de mariposas (HUERTAS & ARIAS, 2000). En busca de complementar la lista que se presenta en primera instancia, se exploraron otros sitios cercanos a la reserva como Villagarzón (El Mirador-Churumbelos), ríos Pepino, Mocoa, Mulato, Afán y Ponchayaco, la carretera Villagarzón-Mocoa, el área de Condagua (río Caquetá) y las inmediaciones del Jardín Botánico del I.T.P. (Instituto Tecnológico del Putumayo, Mocoa), cuyas elevaciones oscilan entre los 530-810 msnm (Figura 4).



Figura 3.

El departamento del Putumayo tiene una extensión de 1.263 km², y dichos lugares se encuentran ubicados en su piedemonte amazónico hacia el sector noroccidental (MORA-ACOSTA, 2006). De acuerdo a los datos que suministra el *Atlas Ambiental del Putumayo* de CORPOAMAZONIA (2007), la unidad cartográfica de vegetación que cubre los sitios aquí reseñados corresponde a la categoría No. 17 (B95), o sea

al Bosque bajo a medio denso, desarrollado en áreas de asociación de depósitos aluviales con superficies disectadas. Su unidad climática, según el sistema Köppen pertenece al clima tropical lluvioso de selva-superhúmedo orogénico (AfIA), caracterizado por tener una masiva precipitación, que oscila entre los 5001 a 6000 mm anuales y temperatura promedio de 22,6 °C, debidos a su ubicación dentro de la Zona de Convergencia Intertropical (ZCIT - tipo 6).



Figura 4.

COMENTARIOS

La fauna preliminar de 605 mariposas del C.E.A., incluye especies típicamente habitantes del bosque húmedo tropical amazónico, pertenecientes al medio y bajo Putumayo (SALAZAR, 1995) con presencia de elementos endémicos propios de los refugios pleistocénicos de Napo y Putumayo [este último excluido por MORRONE (2002) quien lo integra al Napo en un esquema reciente de las provincias biogeográficas de América Latina].

Destacan en especial las especies: *Roswellia acrisione deflavata* (Niepelt, 1928), *Heraclides anchisiades dospassosi* (Rüttimeyer, 1969), *Mimoides ariarathes illuminatus* (Niepelt, 1928), *Mesosemia cuadrilineata* (Hall & Harvey, 2004), *Euselasia michaeli* (Hall & Harvey, 2004), *Hyphotyris semifulva putumayoensis* (Fox & Réal, 1971) y *Callicore ines* (Hopp, 1922). Esta última especie bastante exclusiva de este refugio, pues no ha sido registrada en otros inventarios recientes provenientes de zonas relativamente cercanas o aledañas (MURRAY, 1996; RACHELI & RACHELI, 1998; CHECA *et al.*, 2009).

Al igual, este listado tiene afinidad con especies recogidas por GUTIÉRREZ *et al.*, (1998) y PINZÓN-C. (2006, 2008) en los ríos Inírida y Apaporis, respectivamente. Existe en este censo una marcada dominancia de las familias *HesperIIDae*, *Riodinidae* y *Nymphalidae* con especies muy diversificadas en el bosque húmedo tropical de bajura que pueden ascender hasta los 1350-1500 metros hacia la bota Caucana, en límites con el departamento del Cauca, debido a que la Cordillera Oriental presenta aquí una escasa elevación próxima a los 2000 msnm.

RESULTADOS

Apéndice 1. Lista de especies del Centro Experimental Amazónico (C.E.A.) Mocoa – Putumayo– (preparada por JS, JIV y AMM)

* Un asterisco indica nuevo registro para la región. ** Doble asterisco indica sólo registro visual.

Abreviaciones. ZA: Zonas Abiertas. B: Bosque e interiores. R: Ríos.

Familias / Taxon	ZA	B	R
HESPERIOIDEA / HESPERIIDAE			
<i>Achlydoes busirus</i> (Cramer)			X
<i>Achlyodes mithridates thrasso</i> (Hübner)			X
<i>Anastrus obscurus</i> (Hübner)	X		X
<i>Anastrus sempiternus</i> (Butler & Druce)	X		X
<i>Anastrus sempiternus simplicior</i> (Möschler)	X		X
<i>Anastrus neaevis narva</i> (Evans)		X	
<i>Apaustus menes</i> (Stoll)	X		X
<i>Aroma aroma</i> (Hewitson)		X	
<i>Astraptus fulgurator</i> (Walch)		X	
<i>Astraptus alardus</i> (Stoll)		X	
<i>Astraptus elorus</i> (Hewitson)		X	
<i>Aides ocrinus</i> (Plotz)*		X	
<i>Autochton neis</i> (Geyer)	X		X
<i>Autochton zarex</i> (Hübner)	X		X

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Autochton longipennis</i> (Plotz)			X
<i>Burca braco</i> (E.-Schäffer)	X		
<i>Bungalotis erythus</i> (Cramer)*			X
<i>Bolla cupreiceps</i> (Mabille)	X		
<i>Cabirus procas</i> (Cramer)		X	
<i>Carystus phorcus</i> (Cramer)			X
<i>Camptopleura theramenes</i> (Mabille)			X
<i>Carystoides maroma</i> (Möschler)		X	
<i>Carystoides neseda</i> (Hewitson)			X
<i>Cynea cynea</i> (Hewitson)		X	
<i>Cynea trimaculata</i> (H.-Shäffer)		X	X
<i>Cymaenes alumna</i> (Butler)			X
<i>Cyclosemia lathaea</i> (Hewitson)			X
<i>Cyclosemia anastomosis</i> (Mabille)			X
<i>Cycloglypha thrasibulus</i> (Fabricius)			X
<i>Dyscophellus eurybates</i> (Stoll)		X	
<i>Dyscophellus erythras</i> (Mabille)			X
<i>Dubiella fiscella</i> (Hewitson)			X
<i>Augiades crinisis</i> (Cramer)		X	
<i>Ebrietas anacreon</i> (Staudinger)		X	
<i>Elbella patrobas melanina</i> (Mabille & Boulet)			X
<i>Elbella patrobas acala</i> (Evans)			X
<i>Epargyreus "tityrus"</i> (Fabricius)		X	
<i>Entheus</i> sp.		X	
<i>Eracon clinias</i> (Mabille)			X
<i>Eutychide physcella</i> (Hewitson)		X	
<i>Helias phalaenoides</i> (Fabricius)		X	X
<i>Heliopetes arsalte</i> (Linnaeus)	X		X
<i>Haemactis sanguinalis</i> (Westwood)**			X
<i>Hylephila isonira</i> (Dyar)			X
<i>Jemadia hospita</i> (Butler)			X
<i>Jemadia gnetus</i> (Fabricius)			X
<i>Jemadia</i> sp.			X
<i>Justinia justinianus</i> (Latreille)		X	
<i>Yanguna cometes staudingeri</i> (Plotz)*			X
<i>Lento lento</i> (Mabille)	X		X
<i>Lerema xancillaris</i> (Butler)	X		

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Mylon lassia</i> (Hewitson)			X
<i>Myscelus pardalina</i> (Felder)*		X	
<i>Metron leucogaster</i> (Godman)*		X	
<i>Mimoniades nursia malis</i> (Godman & Salvin)			X
<i>Mysarbia sejanus stollii</i> (Mielke)			X
<i>Nisoniades ephora</i> (H.-Schäffer)	X		X
<i>Nisoniades xanthaphes</i> (Hübner)			X
<i>Nyctelius nyctelius</i> (Latreille)			X
<i>Papias phainis</i> (Godman)	X		X
<i>Ouleus fridericus</i> (Geyer)			X
<i>Oileides azines</i> (Hewitson)			X
<i>Parphorus decora</i> (H.-Schäffer)			X
<i>Pellicia dimidiata</i> (H.-Schäffer)	X		X
<i>Phanus ecitonorum</i> (Austin)			X
<i>Phocides pigmalion</i> (Cramer)			X
<i>Pompeius pompeius</i> (Latreille)	X		
<i>Pyrrhopyge pidias latifasciata</i> (Butler)		X	
<i>Pyrrhopyge pidias</i> (Linnaeus)		X	X
<i>Phytonides crameri</i> (Mabille & Boulet)			X
<i>Phareas coeleste</i> (Westwood)		X	
<i>Potamanaxas flavofasciata</i> (Hewitson)			X
<i>Polythrix octomaculata</i> (Sepp)			X
<i>Phocides thermus</i> (Mabille)			X
<i>Justina justinianus</i> (Latreille)			X
<i>Saliana orante</i> (Hew.)		X	
<i>Saliana placens</i> (Butler)			X
<i>Saliana salius</i> (Cramer)			X
<i>Sostrata adamantinus</i> (Mabille)			X
<i>Sophista aristoteles</i> (Westwood)			X
<i>Sostrata festiva</i> (Erichsson)			X
<i>Spathilepia clonius</i> (Cramer)			X
<i>Nosphistia zonara</i> (Hewitson)			X
<i>Noctuana haematospila</i> (Felder)			X
<i>Talides sergestus</i> (Cramer)		X	
<i>Telemiades penidas</i> (Hewitson)			X
<i>Telemiades megallus</i> (Mabille)		X	
<i>Typhedanus crameri</i> (Mchenry)			X

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Typhedanus galbula</i> (Plotz)			X
<i>Elbella patroclus</i> (Evans)			X
<i>Thypedanus crameri</i> (McHenry)		X	X
<i>Vettius coryna</i> (Hewitson)			X
<i>Vettius monacha</i> (Plotz)			X
<i>Vettius orante</i> (Cramer)		X	
<i>Vettius artona</i> (Hewitson)		X	
<i>Epargyreus exadeus</i> (Cramer)		X	
<i>Urbanus doryssus</i> (Swainson)	X		X
<i>Urbanus simplicius</i> (Stoll)	X		
<i>Urbanus proteus</i> (Linnaeus)	X		
<i>Urbanus teleus</i> (Hübner)	X		X
<i>Urbanus dorantes</i> (Stoll)	X		X
<i>Phanes almoda</i> (Hewitson)			X
<i>Vehilus vetula</i> (Mabille)			X
<i>Xenophanes tryxus</i> (Stoll)			X
<i>Zera zera difficilis</i> (Weeks)*		X	
<i>Tarsoctenus corytus</i> ssp.		X	X
<i>Tarsoctenus papias</i> (Hewitson)			X
<i>Xispia quadrata</i> (Mabille)			X
PAPILIONOIDEA / PAPILIONIDAE			
<i>Battus crassus crassus</i> (Cramer)			X
<i>Battus chalceus ingennus</i> (Dyar)			X
<i>Battus polydamas polydamas</i> (Linnaeus)	X		
<i>Euritydes serville serville</i> (Godart)			X
<i>Heraclides isidorus flavescens</i> (Oberthür)			X
<i>Heraclides torquatus torquatus</i> (Cramer)*			X
<i>Heraclides thoas cyniras</i> (Mènètries)			X
<i>Heraclides thoas nealces</i> (Rothschild & Jordan)	X		X
<i>Heraclides anchisiades anchisiades</i> (Esper)	X		X
<i>Heraclides chiansiades chiansiades</i> (Westwood)**			X
<i>Heraclides androgeus androgeus</i> (Cramer)	X		X
<i>Mimoides pausanias hermolaus</i> (Guen.)			X
<i>Parides aeneas bolivar</i> (Hewitson)		X	
<i>Parides sesostris sesostris</i> (Cramer)		X	
<i>Parides childrenae unimacula</i> (Joicey & Talbot)			X

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Parides anchises drucei</i> (Butler)		X	
<i>Parides vertumnus bogotanus</i> (Felder)		X	
<i>Parides lysander brissonius</i> (Hübner)		X	
<i>Protographium agesilaus autosilaus</i> (Bates)			X
<i>Protographium glaucolaus leucas</i> (R. & J.)			X
<i>Protographium dioxippus diores</i> (R. & J.)			X
<i>Pterourus zagreus zagreus</i> (Doubleday)			X
<i>Pterourus chrysomelus belsazar</i> (Niepelt)			X
PIERIDAE			
<i>Archonias tereas rubrosparsa</i> (Stichel)			X
<i>Anteos menippe menippe</i> (Hübner)			X
<i>Aphrissa statira statira</i> (Cramer)			X
<i>Anteos chlorinde</i> (Godart)			X
<i>Enantia</i> sp.1		X	
<i>Enantia</i> sp.2		X	
<i>Eurema दौरια lydia</i> (Felder)	X		X
<i>Eurema albula marginella</i> (Felder)	X		X
<i>Pyrisitia nise venusta</i> (Felder)	X		
<i>Catasticta sisamnus telasco</i> (Lucas)			X
<i>Hesperocharis marchallii</i> (G.-Ménéville)		X	
<i>Leptophobia cinerea cinerea</i> (Hewitson)		X	X
<i>Dismorphia crisis foedora</i> (Lucas)		X	
<i>Leucidia brephos</i> (Hübner)		X	
<i>Melete eurymnia eurymnia</i> (Felder)			X
<i>Melete leucanthe leucanthe</i> (Felder)			X
<i>Melete lycimnia lycimnia</i> (Cramer)			X
<i>Ithaballia demophile charopus</i> (Fruhstorfer)			X
<i>Ithaballia pandosia pinsonis</i> (Hewitson)		X	
<i>Moschoneura pinthous ithomia</i> (Hewitson)		X	
<i>Pieriballia mandela apicalis</i> (Butler)*		X	
<i>Pseudopieris nehemia luisa</i> (Lamas)			X
<i>Phoebis phile philea</i> (Linnaeus)	X		X
<i>Phoebis argante</i> (Fabricius)	X		X
<i>Phoebis neocypris rurina</i> (Felder)	X		X
<i>Perrhybris lorena lorena</i> (Hewitson)			X

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Pyrisitia leuce</i> spp.*		X	
<i>Rhabdodryas trite trite</i> (Linnaeus)	X		X
NYMPHALOIDEA / Heliconiinae			
<i>Dione juno juno</i> (Cramer)	X		X
<i>Dryas iulia alcionea</i> (Cramer)	X		X
<i>Eueides aliphera</i> (Godart)	X		X
<i>Eueides tales calathus</i> (Stichel)		X	X
<i>Heliconius sara</i> (Fabricius)	X		X
<i>Heliconius burneyi huebneri</i> (Staudinger)*		X	
<i>Heliconius wallacei</i> (Reak.)			X
<i>Heliconius erato dignus</i> (Stichel)		X	X
<i>Heliconius erato lativitta</i> (Butler)		X	X
<i>Heliconius hecale</i> spp.		X	
<i>Heliconius melpomene bellula</i> (Turner)		X	X
<i>Heliconius melpomene malleti</i> (Lamas)		X	X
<i>Heliconius numata aristiona</i> (Hewitson)		X	
<i>Heliconius numata euphone</i> (Felder)		X	
<i>Heliconius numata messene</i> (Felder)		X	
<i>Laparus doris doris</i> (Linnaeus)		X	X
<i>Neruda aoede bartletti</i> (Druce)		X	X
<i>Philaethria dido dido</i> (Linnaeus)		X	
Ithomiinae			
<i>Aeria eurimedia</i> (Cramer)*		X	
<i>Athesis acrisione deflavata</i> (Niepelt)			X
<i>Brevoleria aelia</i> (Hewitson)*		X	
<i>Dircenna adina xanthophane</i> (Hoppffer)		X	X
<i>Forbestra proceris</i> spp.		X	
<i>Callithomia lenea</i> (Cramer)*		X	
<i>Ceratinia tutia poecila</i> (Bates)		X	
<i>Godyris zavaleta matronalis</i> (Weymer)		X	
<i>Hyposcada anchiala kezia</i> (Hewitson)		X	
<i>Hyposcada illinissa</i> ssp.		X	
<i>Hyposcada illinissa idina</i> (Haensch)		X	
<i>Hypothyris ninonia diphes</i> (Fox)		X	
<i>Hypothyris anastasia honesta</i> (Weymer)		X	

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Hypoleria lavinia riffarthi</i> (Haensch)		X	
<i>Hyaliris coeno norellana</i> (Haensch)		X	
<i>Hyaliris oulita lurida</i> (Butler)		X	
<i>Hypoleria sarepta cidonia</i> (Hewitson)		X	
<i>Heterosais giulia</i> ssp.		X	
<i>Ithomia agnosia agnosia</i> (Hewitson)		X	
<i>Ithomia salapia</i> (Hewitson)*	X	X	
<i>Mechanitis polymnia</i> ssp.		X	X
<i>Mechanitis mazaeus messenoides</i> (Felder)		X	X
<i>Mechanitis mazaeus deceptus</i> (Butler)		X	X
<i>Melinaea marsaeus mothone</i> (Hewitson)		X	
<i>Melinaea menophilus zaneka</i> (Butler)		X	
<i>Melinaea marsaeus messenina</i> (Felder)		X	
<i>Methona confusa confusa</i> (Butler)		X	
<i>Methona curvifascia</i> (Weymer)*		X	
<i>Napeogenes inachia pozziana</i> (Oberthür)		X	
<i>Oleria sexmaculata lerda</i> (Haensch)		X	
<i>Oleria agarista lota</i> (Haensch)		X	
<i>Oleria agarista idalie</i> (Fox)*		X	
<i>Oleria ilerdina lerida</i> (Kirby)*		X	
<i>Oleria illinissa</i> ssp.		X	
<i>Pseudoscada florula</i> ssp.	X	X	
<i>Scada zibia</i> ssp.	X		
<i>Scada reckia ethica</i> (Hewitson)		X	
<i>Hypothyris euclea barii</i> (Bates)*		X	
<i>Thyridia psidii ino</i> (Felder)		X	X
<i>Tithorea harmonia hermius</i> (Godman & Salvin)		X	X
Morphinae			
<i>Anthirrea philoctetes intermedia</i> (Salz., Const. & López)		X	
<i>Morpho achilles</i> (Linnaeus)			X
<i>Morpho cisseis phanodemus</i> (Hewitson)			X
<i>Morpho hecuba weneri</i> (Hopp)			X
<i>Morpho menelaus occidentalis</i> (Felder)			X
<i>Morpho rhetenor equatenor</i> (LeMoult & Réal)			X
<i>Morpho marcus intermedia</i> (Kaye)		X	X
<i>Morpho telemachus</i> (Linnaeus)**			X

Familias / Taxon	ZA	B	R
Brassolinae (= Morpinae)			
<i>Brassolis sophorae luridus</i> (Stichel)		X	X
<i>Catoblepia soranus soranus</i> (Westwood)**		X	
<i>Catoblepia berecynthia midas</i> (Stichel)		X	
<i>Catoblepia xanthicles</i> ssp.		X	
<i>Caligo placidianus</i> (Staudinger)		X	
<i>Caligo illioneus praxsidous</i> (Fruhstorfer)		X	
<i>Caligo oileus umbratilis</i> (Stichel)		X	
<i>Caligo idomeneus idomenides</i> (Fruhstorfer)		X	
<i>Caligo eurylochus galba</i> (Deyrolle)		X	
<i>Opoptera aorsa hilaris</i> (Stichel)*		X	X
<i>Opsiphanes cassiae rubigatus</i> (Stichel)		X	
<i>Opsiphanes invirae intermedius</i> (Stichel)		X	
<i>Opsiphanes cassina</i> ssp.		X	
<i>Bia actorion</i> (Linnaeus)		X	
<i>Eryphanis automedon tristis</i> (Staudinger)		X	
Limenitidinae			
<i>Adelpha boeotia boeotia</i> (Fldr)		X	
<i>Adelpha boreas boreas</i> (Butler)	X	X	
<i>Adelpha cytherea cytherea</i> (L.)	X		
<i>Adelpha cocala</i> (Cramer)*		X	
<i>Adelpha iphiclus iphiclus</i> (L.)	X		X
<i>Adelpha melona leucocoma</i> (Fruhstorfer)		X	
<i>Adelpha mesentina</i> (Cramer)*	X	X	
<i>Adelpha pleasure phliassa</i> (Godart)		X	
<i>Adelpha erotia erotia</i> (Hewitson)		X	
<i>Adelpha sichaeus sichaeus</i> (Butler)		X	
<i>Adelpha thesprotia</i> (Felder)			X
<i>Adelpha ximena</i> (Felder)		X	
<i>Adelpha iphicleola gortyna</i> (Fruhstorfer)			X
Charaxinae			
<i>Archaeoprepona demophoon</i> (Hübner)		X	
<i>Archaeoprepona demophon</i> (Linnaeus)		X	
<i>Archaeoprepona amphimachus</i> (Fabricius)		X	X
<i>Archaeoprepona licomedes licomedes</i> (Cramer)		X	

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Prepona laertes</i> (Hübner)		X	
<i>Agrias claudina lugens</i> (Staudinger)*			X
<i>Agrias hewitsonius stuarti</i> (Godman & Salvin)			X
<i>Cymatogramma xenocles</i> (Westwood)	X	X	X
<i>Consul fabius</i> (Cramer)		X	X
<i>Consul fabius superba</i> (Niepelt)		X	
<i>Fountainea ryphea</i> (Cramer)		X	X
<i>Fountainea eurypyle</i> (Felder)			
<i>Memphis</i> sp.		X	
<i>Memphis moruus phila</i> (Druce)		X	
<i>Memphis polycarmes</i> (Fabricius)		X	X
<i>Memphis glauce</i> (Felder)		X	
<i>M. morvus morpheus</i> (Staudinger)*		X	
<i>M. philumena</i> (Doubleday)*	X	X	
<i>M. oenomais</i> (Boisduval)*		X	
<i>Hypna clytemnestra negra</i> (Felder)		X	
<i>Zaretis itys</i> (Cramer)			
Acraeinae	X		X
<i>Actinote ecuatoria</i> (Bates)			X
<i>Actinote ozomene</i> (Godart)	X		X
<i>Actinote alcione</i> (Hewitson)	X		X
<i>Actinote stratonice</i> (Hewitson)			
NYMPHALOIDEA (sensu lato)			X
<i>Marpesia crethon</i> (Fabricius)			X
<i>Marpesia livius</i> (Kirby)			X
<i>Marpesia furcula oechalia</i> (Westwood)			X
<i>Marpesia chiron marius</i> (Cramer)			X
<i>Marpesia berania</i> (Hewitson)	X		X
<i>Marpesia petreus</i> (Cramer)			X
<i>Marpesia zerynthia dentigera</i> (Fruhstorfer)		X	
<i>Colobura annulata</i> (Will., Const. & Hall)	X	X	
<i>Colobura dirce</i> (L.)		X	X
<i>Tigridia acesta</i> (Linnaeus)			X
<i>Baeotus beotus</i> (Doubleday)			X
<i>Baeotus deucalion</i> (Felder)**	X	X	X

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Historis orion dious</i> (Lamas)	X		X
<i>Historis acheronta</i> (Fabricius)	X	X	X
<i>Smyrna blomfilfia</i> (Hübner)	X		
<i>Eunica flora</i> (Doubleday)		X	
<i>Eunica alpais</i> (Godart)*			X
<i>Eunica concordia</i> (Hewitson)		X	X
<i>Eunica clytia</i> (Hewitson)		X	X
<i>Eunica marsolia fasula</i> (Fruhstorfer)	X	X	
<i>Eunica norica occia</i> (Fruhstorfer)	X	X	
<i>Eunica mygdonia mygdonia</i> (Godart)	X		
<i>Eunica malvina</i> (Bates)	X	X	
<i>Eunica volumna</i> (Godart)*		X	X
<i>Catonephele numilia numilia</i> (Cramer)		X	X
<i>Catonephele acontius</i> (Linnaeus)		X	
<i>Catonephele salacia</i> (Hewitson)		X	
<i>Nessaea hewitsonii</i> (Felder)		X	
<i>Myscelia capenas octomaculata</i> (Butler)*			X
<i>Batesia hypochlora</i> (Felder)**	X		X
<i>Panacea prola amazonica</i> (Fruhstorfer)	X		X
<i>Panacea regina</i> (Bates)		X	
<i>Hamadryas chloe</i> (Stoll)	X		X
<i>Hamadryas feronia farinulenta</i> (Fruhstorfer)		X	
<i>Hamadryas amphinome</i> (Linnaeus)**		X	
<i>Hamadryas arinome</i> (Lucas)	X		
<i>Hamadryas laodamia</i> (Cramer)		X	X
<i>Ectima lirides</i> (Staudinger)			X
<i>Ectima iona</i> (Doubleday)			X
<i>Peria lamis</i> (Cramer)			X
<i>Dynamine anubis</i> (Hewitson)			X
<i>Dynamine chryseis</i> (Bates)		X	X
<i>Dynamine gisella</i> (Hewitson)		X	
<i>Dynamine vicaria hoppi</i> (Hering)*		X	X
<i>Dynamine myrson</i> (Doubleday)	X		X
<i>Dynamine racidula</i> (Hewitson)		X	
<i>Dynamine paulina</i> (Bates)*		X	
<i>Dynamine pebana</i> (Staudinger)*		X	X
<i>Temenis laothoe</i> (Cramer)		X	

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Temenis pulchra</i> (Hewitson)			X
<i>Mesotaenia vaninka doris</i> (Fldr)	X		X
<i>Biblis hyperia</i> (Hbn)		X	X
<i>Pyrrhogyra edocla lysanias</i> (Cr.)		X	X
<i>Callicore lyca aegina</i> (Felder)		X	
<i>Callicore pygas cyllene</i> (Doubleday)	X		X
<i>Callicore tolima</i> (Hewitson)			X
<i>Callicore eunomia</i> (Hewitson)	X		
<i>Callicore hystaspes</i> (Fabricius)	X		X
<i>Callicore ines</i> (Hopp)	X		X
<i>Callicore cynosura</i> (Doubleday)	X		X
<i>Paulogramma pyracmon peristera</i> (Hewitson)	X		X
<i>Haematera pyrame</i> (Hübner)	X		X
<i>Diaethria euclides pholgea</i> (Godman & Salvin)	X		
<i>Diaethria clymena colombiana</i> (Viette)	X		X
<i>Diaethria clymena</i> ssp.			X
<i>Pyrrhogyra crameri nautaca</i> (Fruhstorfer)		X	
<i>Asterope degandii degandii</i> (Hewitson)		X	
<i>Asterope degandii bartletti</i> (Godman & Salvin)		X	
<i>Callithea optima optima</i> (Butler)		X	
<i>Epiphile lampetusa</i> (Hewitson)			X
<i>Doxocopa laurentia laurentia</i> (Godart)			X
<i>Doxocopa linda linda</i> (Felder)	X		X
<i>Doxocopa pavon</i> (Latreille)	X		X
<i>Hypanartia lethe</i> (Fabricius)	X		X
<i>Junonia genoveva</i> (Cramer)	X		
<i>Anartia amathea</i> (Linnaeus)	X		
<i>Anartia jatrophae</i> (Linnaeus)	X	X	
<i>Siproeta stelenes meridionalis</i> (Fruhst.)	X		X
<i>Siproeta epaphus</i> (Latreille)			X
<i>Metamorpha elissa</i> (Hübner)		X	
<i>Eresia pelonia pelonia</i> (Hewitson)		X	X
<i>Eresia pelonia callonia</i> (Staudinger)	X		X
<i>Eresia polina</i> (Hewitson)			X
<i>Eresia nauplius</i> (Linnaeus)			X
<i>Eresia eunice</i> (Hübner)			X
<i>Eresia moesta</i> (Salvin & Godman)		X	

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Eresia clara</i> (Bates)	X		
<i>Janatella leucodesma</i> (Felder)			X
<i>Castilia ofella</i> (Hewitson)			X
<i>Castilia perilla</i> (Hewitson)	X		X
<i>Mazia amazonica</i> (Bates)	X		X
<i>Tegosa anieta</i> (Hewitson)	X		
<i>Chlosyne lacinia</i> (Geyer)			X
<i>Castilia angusta</i> (Hewitson)			
Satyrinae		X	
<i>Amphidecta callioma</i> (Felder)*		X	
<i>A. pignerator</i> (Butler)*		X	
<i>Haetera piera negra</i> (Felder)		X	
<i>Cithaerias pyritosa</i> (Zikan)		X	
<i>Pierella lena</i> (Linnaeus)		X	
<i>Pierella hortona</i> (Hewitson)		X	
<i>Pierella lucia</i> (Weymer)		X	
<i>Pierella lamia</i> (Sulzer)		X	
<i>Cepheuptychia aegrota</i> (Hewitson)		X	
<i>Chloreuptychia umbrosa</i> (Butler)*		X	
<i>Chloreuptychia agatha</i> (Butler)		X	
<i>Chloreuptychia arnaca</i> (Fabricius)		X	
<i>Chloreuptychia tolumnia</i> (Cramer)		X	
<i>Pareuptychia ocirrhoe</i> (Fabricius)		X	
<i>Cissia penelope</i> (Fabricius)		X	
<i>Cissia moepius</i> (Fabricius)		X	
<i>Cissia terrestris</i> (Hewitson)		X	
<i>Cissia confusa</i> ssp.		X	
<i>Euptychia meta</i> (Weymer)		X	
<i>Euptychia jesia</i> (Butler)		X	
<i>Euptychia mollis</i> (Staudinger)		X	
<i>Euptychia insolata</i> (Butler & Druce)		X	
<i>E. picea</i> (Butler)*		X	X
<i>E. westwoodi</i> (Butler)		X	
<i>E. languida</i> (Butler)		X	
<i>Euptychia</i> sp.1		X	
<i>Euptychia</i> sp.2		X	

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Erichtodes antonina</i> ssp.		X	
<i>Pareuptychia hesionides</i> (Fruhstorfer)*	X	X	X
<i>P. metaleuca</i> (Boisduval)*	X	X	X
<i>P. ocirrhoe</i> ssp.		X	
<i>Splendeuptychia ashna</i> (Hewitson)*		X	
<i>Harjesia obscura</i> (Butler)		X	
<i>Hermeuptychia hermes</i> (Butler)		X	
<i>Pseudodebis valentina</i> (Cramer)		X	
<i>Pseudodebis marpessa</i> (Hewitson)		X	
<i>Pseudodebis zimri</i> (Butler)		X	
<i>Posttaygetis penelea</i> (Cramer)		X	
<i>Oressinoma typhla</i> (Doubleday)		X	
<i>Taygetis laches</i> (Fabricius)		X	
<i>Taygetis larua</i> (Felder)		X	
<i>Taygetis mermeria</i> (Cramer)		X	
<i>Taygetis cleopatra</i> (Felder)		X	
<i>T. virgilia</i> (Cramer)		X	
<i>Taygetis</i> sp.		X	
<i>Taygetomorpha celia</i> (Cramer)*		X	
<i>Euptychia enyo</i> (Butler)		X	
<i>Manataria hercyna hyrnethia</i> (Fruhstorfer)*	X	X	
<i>Magneuptychia lybie</i> (Cramer)		X	
<i>M. antonoe</i> (Cramer)			
LYCAENIDAE		X	
<i>Arcas imperialis</i> (Cramer)			X
<i>Arcas tuneta</i> (Hewitson)			X
<i>Arawacus aetolus separata</i> (Lathy)		X	
<i>Aubergina hygela</i> (Hewitson)		X	X
<i>Annamaria ganymedes</i> (Cramer)*		X	
<i>Allosmaitia myrtusa</i> (Hewitson)*		X	
<i>A. strophius</i> (Godart)*		X	
<i>Busbiina bosora</i> (Hewitson)*		X	
<i>Calycopis cerata</i> (Hewitson)		X	
<i>C. meleager</i> (Druce)*		X	
<i>C. torqueor</i> (Druce)*			X
<i>Calycopis calus</i> (Godart)	X	X	X

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Calycopis beon</i> (Hewitson)		X	X
<i>Calycopis trebula</i> (Hewitson)		X	
<i>Celmia celmus</i> (Cramer)			X
<i>Cupathecla cupentus</i> (Stoll)	X	X	X
<i>Dicya carnica</i> (Hewitson)		X	X
<i>Laothus gibberosa tomlinsoni</i> (Druce)			X
<i>Janthecla sista</i> (Hewitson)*		X	
<i>Janthecla malvina</i> (Hewitson)		X	
<i>Janthecla leea</i> (Venables & Robbins)			
<i>Theclopsis lydus</i> (Hübner)	X		X
<i>Minystrimon zilda</i> (Hewitson)			X
<i>Michaelus phoenissa</i> (Hewitson)*		X	X
<i>Paraspiculatus orobia</i> (Hewitson)		X	
<i>Mithras nautes</i> (Cramer)*		X	X
<i>Thestius pholeus meridionalis</i> (Draudt)		X	
<i>Terenthina therentia</i> (Hewitson)*	X		
<i>Pseudolycaena marsyas</i> (Linnaeus)		X	
<i>Thereus columbicola</i> (Strand)*		X	
<i>Evenus satyroides</i> (Hewitson)		X	
<i>Olynthus ophelia</i> (Hewitson)			X
<i>Panthiades phaleros</i> (Linnaeus)			X
<i>Panthiades bathildis</i> (Felder)		X	
<i>Lamprospilus coelicolor</i> (Butler & Druce)*		X	X
<i>Tmolus echion</i> (Linnaeus)		X	X
<i>Paiwarria telemus</i> (Cramer)*			X
<i>Cyanophrys erodotus</i> (Fabricius)			X
<i>Strymon megarus</i> (Godart)		X	
<i>Strymon gabatha</i> (Hewitson)			X
<i>Theritas hemon</i> (Cramer)			X
<i>Theritas lisus</i> (Stoll)			X
<i>Theritas mavors</i> (Hübner)		X	
<i>Strephonota strephon</i> (Fabricius)		X	X
<i>Strephonota agrippa</i> (Fabricius)		X	X
<i>Strephonota sphinx</i> (Fabricius)*		X	
<i>Strephonota</i> sp.	X		
<i>Hemiargus hanno</i> (Stoll)	X		
<i>Zizula cyna</i> (Edwards)	X		
<i>Leptotes cassius</i> (Cramer)	X		

Familias / Taxon	ZA	B	R
RIODINIDAE			X
<i>Ancyluris inca pulchra</i> (Hewitson)			X
<i>Ancyluris inca cacica</i> (Felder)			X
<i>Ancyluris meliboeus</i> (Fabricius)			X
<i>Ancyluris tedeia</i> (Cramer)			X
<i>Ancyluris aulestes</i> (Cramer)		X	
<i>Anteros aerosus</i> (Stichel)*		X	
<i>Anteros bracteata</i> (Hewitson)*		X	
<i>Adeloypa violacea</i> ssp.		X	
<i>Calospila emylius</i> (Cramer)		X	
<i>Calospila zeanger</i> (Stoll)*		X	
<i>Calospila parthaon</i> (Dalman)		X	
<i>Calospila rodhope</i> (Hewitson)*		X	X
<i>Detritivora caryatis</i> (Hewitson)		X	
<i>Eurybia unxia</i> (Godman & Salvin)*		X	
<i>Euselasia</i> sp.		X	
<i>Euselasia fabia</i> (Godman)*		X	
<i>Euselasia melaphaea</i> (Hübner)		X	
<i>Euselasia hygenius</i> (Stoll)		X	X
<i>Euselasia kartopus</i> (Stichel)*		X	
<i>Euselasia alcmena</i> (Druce)			X
<i>Euselasia michaeli</i> (Hall & Harvey)*		X	X
<i>Euselasia eusepus</i> (Hewitson)		X	
<i>Euselasia angulata</i> (Bates)		X	
<i>Euselasia euriteus</i> (Cramer)		X	
<i>Euselasia eutyclus</i> (Hewitson)		X	
<i>Euselasia issoria</i> (Hewitson)		X	
<i>Euselasia arbas</i> (Stoll)		X	X
<i>Euselasia attrita</i> (Seitz)		X	
<i>Euselasia orfita</i> (Hewitson)		X	
<i>Euselasia teleclus</i> (Stoll)		X	
<i>Euselasia artos</i> (H.-Schaffer)		X	
<i>Euselasia euboia</i> (Hewitson)		X	
<i>Euselasia gelanor</i> (Stoll)		X	
<i>Euselasia lycaeus</i> (Staudinger)			X
<i>Euselasia fervida hahneli</i> (Staudinger)		X	
<i>Isapis agyrtus</i> (Cramer)		X	

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Leucochimona icare</i> (Cramer)*		X	
<i>Mesophthalma idotea</i> (Wwestwood)		X	
<i>Mesosemia judicialis</i> (Butler)		X	X
<i>Mesosemia menoetes</i> (Hewitson)		X	X
<i>Mesosemia thera</i> (Godman)			X
<i>Mesosemia zanoa</i> (Hewitson)		X	
<i>Mesosemia machaera</i> (Hewitson)		X	
<i>Mesosemia (circa) quadrilineata</i> (Hall & Harvey)*		X	
<i>Mesosemia gertraudis</i> (Stichel)		X	
<i>Mesosemia eumene</i> (Cramer)		X	X
<i>Mesosemia loruhama</i> (Hewitson)		X	
<i>Mesosemia philocles jeziela</i> (Butler)		X	
<i>Mesosemia latizonata</i> (Butler)		X	
<i>Mesosemia cippus</i> (Hewitson)		X	
<i>Mesosemia epidius</i> (Godman & Salv.)		X	
<i>Mesosemia ulrica</i> (Cramer)		X	
<i>Mesosemia misipsa</i> (Hewitson)		X	
<i>Mesosemia macella</i> (Hewitson)		X	
<i>Perophthalma tullius</i> (Fabricius)		X	
<i>Methone cecilia eurotias</i> (Stichel)		X	
<i>Eunogyra satyrus</i> (Westwood)			X
<i>Lucillella camissa</i> (Hewitson)			X
<i>Panara phereclus</i> (Linnaeus)	X	X	X
<i>Lyropteryx apollonia</i> (Westwood)		X	
<i>Menander menander</i> (Stoll)			X
<i>Menander hebrus</i> (Cramer)			X
<i>Menander coruscans</i> (Butler)	X		X
<i>Thisbe irenea</i> (Stoll)			X
<i>Thisbe molela</i> (Hewitson)			X
<i>Amarynthis meneria</i> (Cramer)		X	
<i>Themone poecila</i> (Bates)	X		X
<i>Caria mantinea amazonica</i> (Bates)		X	X
<i>Sarota spicata</i> (Staudinger)		X	X
<i>Ithomiola cascella</i> (Hewitson)		X	
<i>Ithomiola floralis</i> (Felder)		X	
<i>Mesene margaretha</i> (White)		X	
<i>Alesa amesis</i> (Cramer)		X	

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Alesa prema</i> (Godart)		X	
<i>Emesis mandana</i> (Cramer)		X	X
<i>Emesis Lucinda</i> (Cramer)			X
<i>Emesis fatimella</i> (Westwood)			X
<i>Monethe albertus</i> (Felder)		X	X
<i>Anteros acheus</i> (Stoll)			X
<i>Anteros formosus</i> (Cramer)		X	
<i>Anteros renaldus</i> (Stoll)		X	
<i>Leucochimona matisca</i> (Hewitson)		X	
<i>Napaea eucharila</i> (Bates)		X	
<i>Napaea merula</i> (Thieme)		X	
<i>Napaea beltiana</i> (Bates)*		X	
<i>Adelotypa hubneri</i> (Btlr.)			X
<i>Lemonias zygia</i> (Hübner)		X	
<i>Pandemos pasiphae</i> (Cr.)*		X	
<i>Hyphilaria nicia</i> (Hübner)		X	
<i>Hyphilaria anthias</i> (Hewitson)		X	
<i>Hyphilaria parthenis</i> (Weswood)		X	
<i>Uraneis hyalina</i> (Butler)		X	
<i>Xynias lithosina</i> (Bates)			X
<i>Detritivora cleonus</i> (Stoll)	X		
<i>Parcella amarynthina</i> (Cramer)*		X	
<i>Cremna actoris</i> (Cramer)		X	
<i>Chamaelimnas briola</i> (Bates)			X
<i>Synargis ochra</i> (Bates)		X	
<i>Synargis orestessa</i> (Hübner)			X
<i>Synagis abaris</i> (Cramer)		X	
<i>Synargis victrix</i> (Rebel)		X	
<i>Eurybia dardus</i> (Fab.)		X	
<i>Eurybia nicaeus</i> (Fab.)		X	
<i>Eurybia franciscana</i> (Felder)		X	
<i>Theope sericea</i> (Bates)		X	
<i>Theope discus</i> (Bates)*		X	
<i>Theope phaeo</i> (Prittwitz)	X		
<i>Riodina lyssipus</i> (Westwood)		X	
<i>Metacharis regalis</i> (Butler)		X	
<i>Parnes (Theope) nycteis</i> (Westwood)		X	

Familias / Taxon	ZA	B	R
<i>Pirascuca iasis</i> (Godman)			X
<i>Brachyglenis esthema ecuadorensis</i> (Lathy)		X	
<i>Symmachia probetor</i> (Stoll)		X	
<i>Setabis velutina</i> (Butler)			X
<i>Nymphidium menalculus</i> (Stoll)		X	
<i>Nymphidium ninias</i> (Hewitson)*		X	X
<i>Nymphidium derufata</i> (Callaghan)		X	
<i>Nymphidium caricae</i> (Linnaeus)		X	
<i>Nymphidium baeotia</i> (Hewitson)		X	
<i>Nymphidium mantus</i> (Cramer)	X	X	X
<i>Nymphidium cachrus</i> (Fabricius)			X
<i>Nymphidium balbinus</i> (Staudinger)	X	X	X
<i>Rhetus periander</i> (Cramer)	X		X
<i>Crocozona coecias</i> (Hewitson)			X
<i>Lasaia agesilas</i> (Latreille)			X
<i>Siseme neurodes</i> (Felder)		X	
<i>Sarota lasciva</i> (Stichel)*		X	
<i>Semomesia tenella</i> (Stichel)*		X	
<i>Stalachtis calliope</i> (Linnaeus)		X	
<i>Syrmatia aethiops</i> (Staudinger)*		X	
<i>Themone pulcherrima</i> (H.-Schäffer)*		X	

Apéndice II. Protocolos de cría para algunas especies de mariposas del centro experimental amazónico (C.E.A.) Mocoa –Putumayo– (preparados por JBP)

***Heliconius numata euphone* (Felder) (HELICONIINAE)**

Descripción de la especie

La subfamilia *Heliconiinae* pertenece a la familia Nymphalidae, por presentar el primer par de patas atrofiadas (no sirven para caminar). Los Heliconinos son representativos del Neotrópico; son mariposas medianas, de las alargadas, delicadas y colores aposemáticos o de advertencia (amarillo, rojo, anaranjado y negro), y sus larvas se alimentan principalmente de *Passifloraceae* (badea, granadilla, maracuyá). Las larvas son medianas, alargadas y con el cuerpo cubierto de espinas duras. Los adultos tienen la cabeza grande, las alas anteriores alargadas al igual que sus antenas (DE VRIES, 1987).

Heliconius numata euphone: los adultos tienen las alas de color negro con manchas naranja, los huevos son de coloración amarilla, de forma cónica, que normalmente son puestos por las hembras en el haz, envés, zarcillos y tallos de las plantas de badea (*Passiflora* sp.), que es la planta nutricia de las que se alimentan sus larvas (Figura 5). Estas son de color blanco (Figura 6) con algunas manchas color amarillo y el cuerpo está rodeado por espinas de color negro, y las crisálidas o pupas son de color blanco con manchas negras.

Para iniciar el pie de cría, se colectan un par de mariposas adultas (macho y hembra), utilizando jamas o trampas aéreas del medio, y se introducen en el mariposario, donde previamente se han adecuado las plantas nutricias de las que se alimentarán las larvas para hacer posible el apareamiento y posterior oviposición o posturas de los huevos en las plantas nutricias.

Recolección de huevos

Colecta de huevos en campo (*in situ*):

- Se realiza una búsqueda en horas del día revisando el haz, el envés y la base de las hojas.
- Para remover los huevos de las hojas se utiliza un pincel y de manera delicada se hace un barrido donde se presenta la adherencia de los huevos; como manera alternativa, se puede realizar manualmente pero con mucho cuidado.

Colecta de huevos en el mariposario (*ex situ*):

- La colecta se realizó en dos horas fijas durante el día (ejemplo: 9-10 a.m. y 3-4 p.m.), realizando una revisión sobre las plantas nutricias, buscando en el haz, el envés, la base de las hojas, los zarcillos y los tallos de la planta de badea (*Passiflora* sp.), realizando la remoción de los huevos de la misma forma que el paso anterior.

Revisión de huevos:

- Minuciosamente se revisaron los huevos; por lo general cuando están recién colocados en la planta son de color amarillo, y cuando ha pasado algún tiempo se observa una coloración negra en su interior, esto es debido a la cabeza de la larva que está en formación.

Mantenimiento de los huevos:

- Los huevos colectados son depositados en recipientes plásticos cuyo diseño en la tapa tiene varios orificios, que facilitan la oxigenación en su interior; en el fondo de estos se colocara papel de cocina para evitar que se maltraten los huevos y las larvas recién nacidas. Los recipientes serán colocados sobre bandejas con agua para evitar el ataque de depredadores como hormigas y cucarachas.



Figura 5. Planta de badea (*Passiflora* sp.).

Cría de larvas

Después de la eclosión de los huevos por lo general en tres días después de la oviposición, las larvas emergidas son depositadas en recipientes plásticos transparentes con la tapa perforada para permitir la aireación de las larvas hasta que empupen. En los recipientes se pueden colocar 2 ó 3 larvas.

Alimentación:

- Las larvas se alimentan con hojas frescas de “badea” (*Passiflora* sp.), dependiendo del tamaño se pueden colocar dos o tres hojas diarias.

Aseo:

- Diariamente se realiza una limpieza de los recipientes removiendo las excreciones y el exceso de humedad para evitar infecciones por hongos y bacterias.

Control de humedad:

- Mantener buenos hábitos de limpieza y el control de la humedad, son importantes para evitar infecciones y enfermedades que conllevan a la muerte de las orugas, para esto se recomienda colocar un pedazo de papel de cocina o higiénico en la tapa, éste ayuda a controlar la humedad.

Temperatura:

- La temperatura es un factor importante para el desarrollo de las larvas, siendo la más óptima la que oscila entre los 20 y 26 °C. Cuando la temperatura aumenta de estos rangos es necesario regularla mediante aireación.



Figura 6. Larva de *Heliconius numata*.

Cuidado de pupas o crisálidas

Se debe tener en cuenta que antes de comenzar el periodo de pupa o crisálida, las orugas dejan de alimentarse y buscan un lugar donde mantenerse quietas. En este caso se deben mantener en el lugar donde se forman, protegiéndolas del ataque de parásitos y evitando el exceso de humedad ya que en este periodo las mariposas sólo necesitan mantenerse inmóviles y tranquilas. Por lo general el proceso de empupado se realiza dentro de los recipientes plásticos. Para garantizar espacio y un lugar adecuado en la emergencia del adulto, es necesario sacar las pupas del recipiente tomándolas por el cremaster (lugar donde se fijan las crisálidas a las superficies) y colocarlas con la ayuda de un alfiler en icopor en el stand de crisálidas, a una temperatura adecuada (entre 18-24 °C), evitando la entrada de parásitos como moscas y avispas (Figura 7). Cuando se observan pupas de color oscuro en la mitad de su desarrollo es posible que estén parasitadas, en este caso es necesario separarlas del grupo que posiblemente se encuentren sanas. Cuando no logran anclarse a alguna superficie se recomienda colocarlas sobre un plato u otro tipo de superficie que contenga algodón para evitar que en el momento del nacimiento del adulto se maltrate; la temperatura adecuada para el desarrollo de estas depende del tiempo de eclosión del adulto variando entre 15 y 20 días, dependiendo de la temperatura del ambiente.



Figura 7. Crisálida* de *Heliconius numata*.

* En este estado también se encontraron muchos individuos del ninfárido *Panacea regina* (Bates) y su planta nutricia *Caryodendron orinocense* Karts. - Euphorbiaceae (conocida como Inchí o Tacay) (J. SALAZAR, obs. pers.; MONTOYA, 1989).

Adultos

Después de emerger el adulto de 9 a 12 días de estar en crisálida, se observan sus alas arrugadas y es necesario esperar algunas horas mientras las venas son irrigadas por hemolinfa, encargada de darles rigidez; cuando están completamente irrigadas se observan movimientos alares para fortalecer los músculos que les darán movimiento; cuando las alas se encuentran totalmente secas y rígidas, será el momento donde se podrán llevar al mariposario para empezar un nuevo ciclo.

Es necesario liberar un porcentaje de la cría al medio, y así fortalecer las poblaciones naturales. Se extrae de éste algún individuo y se introduce al mariposario para realizar un intercambio genético y evitar el degeneramiento de las especies al cruzarse entre parientes.



Figura 8. Recipientes para cría en laboratorio.

Caligo eurylochus galba (Deyr.) (BRASSOLINAE)

Descripción de la especie

Para el Neotrópico la familia *Nymphalidae* está representada por numerosas mariposas, y su característica principal es presentar dos pares de patas bien diferenciadas y el par anterior reducido a manera de cepillos. Por poseer la mayor cantidad de especies, se encuentra gran variedad en cuanto a tamaño, color, forma al igual que gran variedad de hábitos alimenticios y de comportamiento. La subfamilia *Brassolinae* se reconoce por tener coloración oscura en la parte ventral de sus alas, y la mayoría de las especies presentan 2 manchas en las alas posteriores a manera de ojos por lo que se las conoce comúnmente como mariposas búho (VÉLEZ & SALAZAR, 1991). Los huevos son redondos y las posturas las realizan en las plantas de las cuales se han de alimentar sus larvas, generalmente en plantas de las familias: *Araceae*, *Poaceae*, *Musaceae*, *Bromeliaceae* (DE VRIES, 1987); las larvas normalmente tienen el cuerpo liso y son de gran tamaño. Las especies de esta subfamilia se encuentran principalmente en hábitats boscosos de tierra bajas observándose la mayor cantidad en la región de la Amazonía; sus hábitos son crepusculares y los adultos se alimentan de frutos fermentados y excrementos.

Caligo eurylochus galba: los adultos de esta especie son de gran tamaño presentando una coloración azul oscura en la cara dorsal de las alas anteriores, y café con dos ojos en la cara ventral de las alas posteriores. Los huevos son de color blanco, de forma esférica y es frecuente encontrarlos en el haz de las hojas; las larvas presentan coloración café, se alimentan de hojas frescas de plátano (*Musa* sp.); las crisálidas son de color café y de gran tamaño.

Para iniciar el pie de cría se colectan un par de mariposas adultas (macho y hembra), utilizando jamas o trampas aéreas del medio, y se introducen en el mariposario, donde previamente se han adecuado las plantas nutricias de las que se alimentarán las larvas para hacer posible el apareamiento y posterior oviposición o posturas de los huevos en las plantas nutricias.

Recolección de huevos

Colecta de huevos en campo (*in situ*):

- Se realiza una búsqueda en horas del crepúsculo en plantas de plátano (*Musa sp.*), revisando el haz, el envés y la base de las hojas.
- Para remover los huevos de las hojas se utiliza un pincel y de manera delicada se hace un barrido donde se presenta la adherencia de los huevos; como manera alternativa, se puede realizar manualmente pero con mucho cuidado.

Colecta de huevos en el mariposario (*ex situ*):

- La colecta se realiza en dos horas fijas durante el día (ejemplo: 9-10 a.m. y 3-4 p.m.), realizando una revisión sobre las plantas nutricias, y se buscan en el haz, el envés y la base de las hojas, realizando la remoción de los huevos de la misma forma que el paso anterior.

Revisión de huevos:

- Minuciosamente se revisarán los huevos teniendo en cuenta que si presentan una coloración oscura son huevos fértiles de los cuales eclosionarán las larvas, si son blancos probablemente son huevos no fertilizados, que serán desechados al cabo de algunos días.

Mantenimiento de los huevos:

- Los huevos colectados serán depositados en recipientes plásticos cuyo diseño en la tapa tendrá varios orificios, que facilitarán la oxigenación en su interior, en el fondo de estos se colocará papel de cocina para evitar que se maltraten los huevos y las larvas recién nacidas. Los recipientes serán colocados sobre bandejas con agua para evitar el ataque de depredadores como hormigas y cucarachas.

Cría de larvas

Después de la eclosión de los huevos, las larvas emergidas serán depositadas en recipientes plásticos transparentes de 50 x 30 x 20 cm, con la tapa perforada para permitir la aireación de las larvas hasta que empupen (Figuras 8 y 11). *Caligo eriloachus* presenta un comportamiento gregario (se mantiene en grupos) en su fase larval (Figura 9), y es necesario vigilar las larvas juntas ya que esto permite un mejor desarrollo.

Alimentación:

- Las larvas se alimentan con hojas frescas de “plátano” (*Musa sp.*), cambiándolas tantas veces sea necesario durante el día.

Aseo:

- Periódicamente se realiza una limpieza de los recipientes removiendo las excreciones y el exceso de humedad para evitar infecciones por hongos y bacterias.

Control de humedad:

- Mantener buenos hábitos de limpieza y el control de la humedad, son importantes para evitar infecciones y enfermedades que conllevan a la muerte de las orugas, y cuando algún individuo presenta alguna evidencia de enfermedad o muerte debe excluirse del grupo para evitar contagios.

Temperatura:

- La temperatura es un factor importante para el desarrollo de las larvas, siendo ideal la que oscila entre los 20 y 26 °C. Cuando la temperatura aumenta de estos rangos es necesario regularla mediante aireación.



Figura 9. Larvas de *Caligo erylochus*.

Cuidado de pupas o crisálidas

Se debe tener en cuenta que antes de comenzar el periodo de pupa o crisálida, las orugas dejan de alimentarse y buscan un lugar donde mantenerse quietas; y que en un periodo de varias horas se empieza a formar la crisálida. En este caso se deben mantener en el lugar donde se forman, protegiéndolas del ataque de parásitos y evitando el exceso de humedad ya que en este periodo las mariposas sólo necesitan mantenerse inmóviles y tranquilas. Por lo general el proceso de empupado se realiza dentro de los recipientes plásticos; para garantizar espacio y un lugar adecuado en la emergencia del adulto, es necesario sacar las pupas del recipiente tomándolas por el cremaster [lugar donde se fijan las crisálidas a la superficie (Figura 10)] y colocarlas con la ayuda de un alfiler en icopor en el stand

de crisálidas, a una temperatura adecuada (entre 18-24 °C), evitando la entrada de parásitos como moscas y avispas. Cuando se observan pupas de color negro en la mitad de su desarrollo es posible que estén parasitadas, en este caso es necesario separarlas del grupo que posiblemente se encuentren sanas, siguiendo las indicaciones de la especie anterior.



Figura 10. Crisálidas de *Caligo erylochus*.

Adultos

Después de emerger el adulto se observan sus alas arrugadas y es necesario esperar algunas horas mientras las venas son irrigadas por hemolinfa, encargada de darles rigidez. Cuando están completamente irrigadas se observan movimientos alares para fortalecer los músculos que les darán movimiento. Cuando las alas estén totalmente secas y rígidas, será el momento donde se podrán llevar al mariposario para empezar un nuevo ciclo.

Es necesario liberar un porcentaje de la cría al medio, para fortalecer las poblaciones naturales como sucede con la especie anterior. Las Figuras 12 y 13 resumen los procesos secuenciales que se pueden seguir para criar adecuadamente las especies aquí mencionadas.



Figura 11. Recipientes para cría en laboratorio.

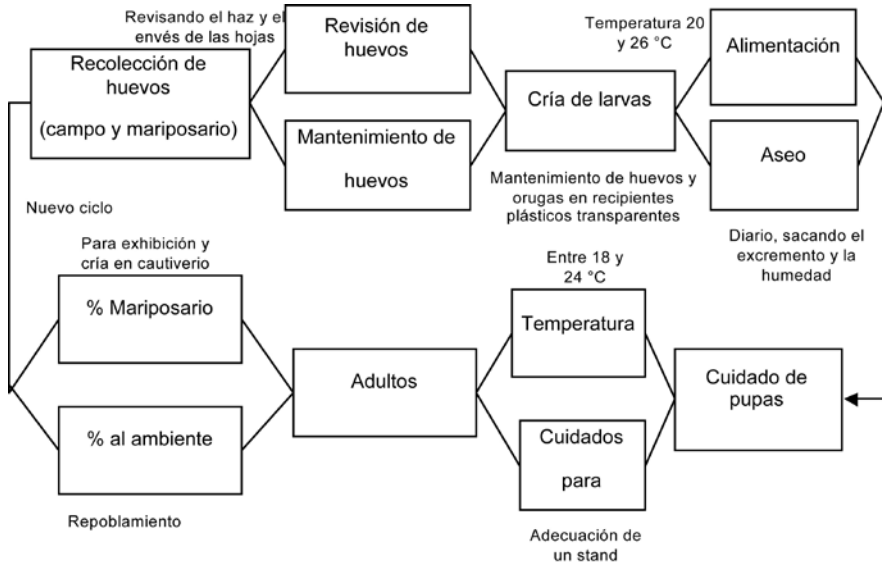


Figura 12. Proceso de zoocría en cautiverio para las especies indicadas.

***Eurema daira lydia* (Felder) (PIERIDAE)**

Descripción de la especie

La familia *Pieridae* está distribuida por todo el mundo e incluye algunas de las más abundantes y populares mariposas (VÉLEZ & SALAZAR, 1991). La mayoría de ellas son de color blanco, amarillo o anaranjado; los huevos son alargados de color amarillo, naranja o crema; las larvas son cilíndricas de colores verdosos con segmentos abdominales divididos en anillos y pueden tener pelos. Las pupas semejan hojas, ramas o yemas, y las plantas hospederas pertenecen a las familias: *Brassicaceae*, *Capparidaceae*, *Fabaceae*, *Loranthaceae* y *Trapaeolaceae* (DE VRIES, 1987).

Eurema daira: los adultos son dimórficos hembras; los machos presentan una banda café y naranja en posición horizontal en la margen basal del ala anterior. Son mariposas pequeñas con las alas anteriores amarillas y las alas posteriores blancas, con un margen color negro en los dos pares de alas; las larvas son verdosas con pequeños pelos, y se alimentan de *Arachis pintoï* (Maní forrajero); los huevos son de color amarillo y de forma alargada y las pupas son de color blanco con pintas negras.

Pie de cría

Para iniciar el pie de cría se colectan como mínimo tres hembras y dos machos de mariposas, utilizando jamas o redes entomológicas o trampas aéreas y son introducidas en el mariposario, donde previamente se han adecuado las plantas nutricias de las que se alimentarán las larvas para hacer posible el apareamiento y posterior oviposición o posturas de los huevos en las plantas nutricias.

Recolección de huevos

Colecta de huevos en campo (*in situ*):

- ☐ Se realiza una búsqueda en horas del día, se recomienda realizarla en dos horas establecidas previamente (ejemplo: 9-10 a.m. y 3-4 p.m.) en plantas de Maní forrajero (*Arachis pintoï*), revisando las hojas.
- ☐ Para remover los huevos de las hojas se utiliza la técnica de las especies arriba indicadas.

Colecta de huevos en el mariposario (*ex situ*):

- ☐ La colecta se realizará en dos horas fijas durante el día (ejemplo: 9-10 a.m. y 3-4 p.m.), realizando una revisión sobre las plantas nutricias, Maní forrajero (*Arachis pintoï*), en las que se buscará sobre todo en las hojas de las plantas realizando la remoción de los huevos de la misma forma que el paso anterior.

Selección de huevos:

- ☐ Con cuidado se revisan los huevos; por lo general cuando están recién colocados en la planta son de color amarillo. Cuando ha pasado algún tiempo se observa una coloración negra en su interior, esto es debido a la cabeza de la larva que está en formación.

Manejo de los huevos:

- Los huevos colectados se manejan igualmente, como en las especies ya mencionadas.

Cría de larvas

Después de la eclosión de los huevos por lo general en dos días después de la oviposición, las larvas emergidas son depositadas en recipientes plásticos transparentes con la tapa perforada para permitir la aireación de las larvas hasta que empupen. En los recipientes se pueden colocar 2 ó 3 larvas.

Alimentación:

- Las larvas se alimentan con hojas frescas de “Maní forrajero” (*Arachis pintoii*); dependiendo del tamaño se pueden colocar tres o cinco pequeñas ramas diarias.

Aseo:

- Diariamente se realiza una limpieza de los recipientes removiendo las excreciones y el exceso de humedad para evitar infecciones por hongos y bacterias. los tarros donde no hayan orugas deben ser lavados con agua y jabón y dejarlos secar para que no haya proliferación de hongos y bacterias.

Control de humedad:

- Mantener buenos hábitos de limpieza y el control de la humedad, son importantes para evitar infecciones y enfermedades que conllevan a la muerte de las orugas, para esto se recomienda colocar un pedazo de papel de cocina o higiénico en la tapa, éste ayuda a controlar la humedad.

Temperatura:

- La temperatura es un factor importante para el desarrollo de las larvas, siendo la más óptima la que oscila entre 20-26 °C. Cuando la temperatura aumenta de estos rangos es necesario regularla mediante aireación.

Control de parásitos y depredadores:

- Todos los días se debe realizar una búsqueda y un control de parásitos como avispas y moscas y de depredadores como hormigas, lagartijas y cucarachas en los tarros de cría para evitar la muerte de las larvas.

Cuidado de pupas o crisálidas

Se debe tener en cuenta que antes de comenzar el periodo de pupa o crisálida, las orugas dejan de alimentarse y buscan un lugar donde mantenerse quietas; en este caso se deben mantener en el lugar donde se forman, protegiéndolas del ataque de parásitos y evitando el exceso de humedad ya que en este periodo las mariposas sólo necesitan mantenerse inmóviles y tranquilas. Por lo general el proceso de prepupa se realiza dentro de los recipientes plásticos. Para garantizar espacio y un lugar adecuado para la emergencia del adulto, es

necesario sacar las pupas del recipiente tomándolas por el cremaster (lugar donde se fijan las crisálidas a las superficies) y colocarlas con la ayuda de un alfiler en icopor en el stand de crisálidas, a una temperatura adecuada (entre 18-24 °C), evitando la entrada de parásitos como moscas y avispa. Cuando se observan pupas de color oscuro en la mitad de su desarrollo es posible que estén parasitadas, en este caso es necesario separarlas del grupo que posiblemente se encuentren sanas. Cuando no logran anclarse a alguna superficie, se recomienda colocarlas sobre un plato u otro tipo de superficie que contenga algodón para evitar que en el momento del nacimiento del adulto se maltrate; la temperatura adecuada para el desarrollo de estas depende del tiempo de eclosión del adulto variando entre 15 y 20 días, dependiendo de la temperatura del ambiente.

Adultos

Después de emerger el adulto al cabo de 7 a 10 días de estar en crisálida, se observan sus alas arrugadas y es necesario esperar algunas horas mientras las venas son irrigadas por hemolinfa, encargada de darles rigidez.

Heraclides thoas nealces (Rothschild & Jordan) (PAPILIONIDAE)

Descripción de la especie

La familia *Papilionidae* son mariposas medianas conocidas como alas de golondrina, los adultos presentan cuerpo robusto con alas grandes y es frecuente observarlas en las playas de ríos y quebradas, libando sales minerales del suelo (DE VRIES, 1987). Las orugas de esta familia poseen una glándula retráctil en forma de “Y” llamada *osmeterium*, de color amarillo o anaranjado, que sirve de defensa (VÉLEZ & SALAZAR, 1991).

Heraclides thoas nealces: subespecie de tamaño grande; los adultos tienen las alas de color negro con manchas amarillas y unas prolongaciones en forma de colas en las alas posteriores; las larvas imitan el excremento de un ave de color café con blanco; las pupas imitan un tronco seco y los huevos son traslucidos y redondos, y se encuentran en el haz de las hojas de “anicillo” (*Piper* sp.), que es la planta nutricia de las larvas.

Pie de cría

Para iniciar el pie de cría se colectan como mínimo tres hembras y dos machos de mariposas, utilizando redes de captura o trampas aéreas y se introducen en el mariposario, donde previamente se han adecuado las plantas nutricias de las que se alimentarán las larvas para hacer posible el apareamiento y posterior oviposición o posturas de los huevos en las plantas nutricias.

Recolección de huevos

Colecta de huevos en campo (*in situ*):

- Se realiza una búsqueda en horas del medio día en plantas de “anicillo” (*Piper* sp.), revisando las hojas.

- Para remover los huevos de las hojas se utiliza un pincel y de manera delicada se hace el barrido respectivo.

Colecta de huevos en el mariposario (*ex situ*):

- La colecta se realizará en dos horas fijas durante el día (ejemplo: 9-10 a.m. y 3-4 p.m.), realizando una revisión sobre las plantas nutricias, “anicillo” (*Piper* sp.), en las que se buscará sobre todo en las hojas de las plantas, realizando la remoción de los huevos de la misma forma que el paso anterior.

Revisión de huevos:

- Minuciosamente se revisarán los huevos, por lo general cuando están recién colocados en la planta son de color blanco traslucido.

Mantenimiento de los huevos:

- Los huevos colectados serán depositados en recipientes plásticos cuyo diseño en la tapa tendrá varios orificios, que facilitarán la oxigenación en su interior, en el fondo de estos se colocará papel de cocina para evitar que se maltraten los huevos y las larvas recién nacidas. Los recipientes serán colocados sobre bandejas con agua para evitar el ataque de depredadores como hormigas y cucarachas.

Cría de larvas

Después de la eclosión de los huevos por lo general cinco días después de la oviposición, las larvas emergidas serán depositadas en recipientes plásticos transparentes con la tapa perforada para permitir la aireación de las larvas hasta su empupado. En los recipientes se pueden colocar 2 ó 3 larvas.

Alimentación:

- Las larvas se alimentan con hojas frescas de “anicillo” (*Piper* sp.), dependiendo del tamaño se pueden colocar diariamente dos o tres hojas nuevas y en buen estado.

Aseo:

- Diariamente se realiza una limpieza de los recipientes removiendo, con hojas de papel de cocina, las excreciones y el exceso de humedad para evitar infecciones por hongos y bacterias.

Control de humedad:

- Mantener buenos hábitos de limpieza y el control de la humedad, son importantes para evitar infecciones y enfermedades que conllevan a la muerte de las orugas, para esto se recomienda colocar un pedazo de papel de cocina o higiénico en la tapa, éste ayudará a controlar la humedad.

Temperatura:

- La temperatura es un factor importante para el desarrollo de las larvas, siendo la más óptima la que oscila entre 20-26 °C.

Cuidado de pupas o crisálidas

Como los descritos para las otras especies mencionadas.

Adultos

Después de emerger el adulto al cabo de 12 a 15 días de estar en crisálida, se notan sus alas arrugadas y es necesario esperar algunas horas mientras las venas son irrigadas por hemolinfa, que se encarga de darles rigidez. Cuando están completamente irrigadas se observan movimientos alares para fortalecer los músculos que les darán movimiento. Esta subespecie es de amplia geonemia y habita las zonas bajas de pie de monte en el Putumayo y otros lugares de Colombia (VÉLEZ & SALAZAR, 1991).

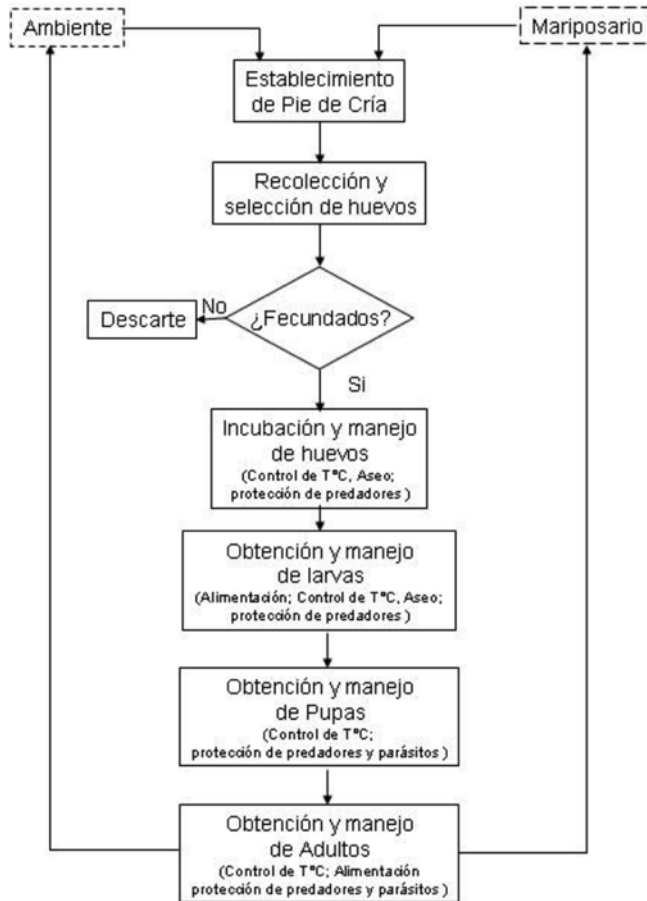


Figura 13. Proceso general de cría en cautiverio de mariposas.

AGRADECIMIENTOS

Al Centro Experimental Amazónico (Mocoa, Putumayo) por sus facilidades, y a los guardabosques de la Reserva por su gran apoyo.

BIBLIOGRAFÍA

- ARÉVALO, R.; GÓNZALEZ, A.R.; SILVA, V.A.; BARDALES, P.R. & VECCO, G.C., 2006.- *Preferencias en la oviposición de Heliconius numata* Cr., 1780 (*Nymph.*) en dos especies vegetales hospedantes confinadas en Tarapoto. Conv. Nac. Ent. Resúmenes.
- BARDALES, P.R. & GONZÁLEZ, A.R., 2006.- *Registro de la duración de los estados inmaduros de Caligo eurilochus* (*Nymph.*) en laboratorio en Tarapoto. Conv. Nac. Ent. Resúmenes.
- BENAVIDES, J., 2007.- El Centro Experimental Amazónico (CEA), Mocoa, Putumayo y relación de algunas especies vegetales reportadas en el sendero "El Mirador". *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 11: 33-43.
- CHECA, M.F.; BARRAGÁN, A.; RODRÍGUEZ, J. & CHRISTMAN, M., 2009.- Temporal abundance patterns of butterfly communities (Lep. *Nymph.*) in the Ecuadorian Amazonia and their relationship with climate. *Ann. Soc. Ent. Fr. (NS)*, 45 (4): 470-486.
- CONSTANTINO, L.M., 1997.- Lepidópteros diurnos del Chocó biogeográfico: Biodiversidad, alternativas productivas sostenibles y estrategias de conservación: 47-74. (en) *Congreso Sociedad Colombiana Entomología*. Julio 16-18, 1997. Memorias.
- CORPOAMAZONIA, 2007.- Atlas Ambiental del Putumayo (en) CHAMORRO, G.T. (ed.). Amaranta Eds. Ltda. Bogotá. 84p.
- D' ABRERA, B., 1981-1995.- *Butterflies of the Neotropical Region*. 7 vols.: 1260 pp.+ pls. Hill House, Victoria.
- DE VRIES, P.J., 1987.- *The Butterflies of Costa Rica and their Natural History: Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae*: 327 pp. + 50 pls. Princeton University press.
- FAGUA, G., 1996.- Comunidad de mariposas y arthropofauna asociada al suelo en tres tipos de vegetación de la Serranía de Taraira (Vaupés-Colombia), una prueba del uso de mariposas como bioindicadores. *Rev. Col. Ent.*, 22 (3): 143-151.
- FRAIJA, N. & FAJARDO, G.E., 2006.- Caracterización de la fauna del orden Lepidóptera (Rhop.) en cinco diferentes localidades de los Llanos Orientales colombianos. *Acta Biol. Col.*, 11 (1): 55-68.
- GIL, Z. & POSADA, F., 2002.- La cría de mariposas en cautiverio: una alternativa para el estudio de la biodiversidad en la zona cafetera colombiana. *Rev. Col. Ent.*, 28 (1): 61-68.
- GÓMEZ, R., 2006.- Plan de manejo propuesto para la cría de mariposas promisorias como alternativa productiva en comunidades indígenas de la Amazonía colombiana. *Bol. Soc. Ent. Arag.*, 38: 451-460.
- GÓMEZ, M.R. & FAGUA, G., 2002.- Ciclo de desarrollo y hospederos de *Heraclides anchisiades* (Lep. Pap.) un modelo exploratorio para evaluar la sostenibilidad de la cría de mariposas ornamentales en la comunidad indígena Peña Roja. *Rev. Col. Ent.*, 28 (1): 69-81.
- GUTIÉRREZ, A. et al., 1998.- Lepidóptera: 76-77 (en) *Caracterización ecológica preliminar de la ribera del río Inírida (Guainía) en el área de influencia de la comunidad de la Ceiba*. Informe Final, ICN-CDA. Bogotá.
- HALL, J.P., 1999.- *A Revision of the Genus Theope, its Systematic and Biology* (Lep. Riod.): 127 pp.+ 10 pls. Scient. Publ. FL.
- HALL, J.P. & HARVEY, D., 2004.- Five new riodinid species from the Napo region of Ecuador and Peru. *Trop. Lep.*, 12 (1-2): 35-41.
- HUERTAS, B. & ARIAS, J.J., 2000.- Mariposas colectadas por la expedición Colombia 98 a la Serranía de los Churumbelos, Cauca. Distribución altitudinal y diversidad de especies (Lep. Rhop. Pap.): Tesis: 82 pp. + 144 figs. U. Ped. Nacional, Bogotá.
- JARAMILLO, J.G.; NIÑO, C.A. & GIRALDO, G., 2009.- Estudio de las mariposas en la Institución educativa Las Damas, Calamar (Guaviare, Colombia) una estrategia en la búsqueda de conciencia ambiental. *Bio-grafía*, 2 (1): 1-17.
- LAMARRE, G. & BÉNÉLUZ, F., 2009.- A Non-destructive method for species identification in the ecological park Nueva Juventud, San Andrés, Petén, Northern Guatemala. *Lambillionea*, 109 (3): 348-351.

- LAMAS, G., 2004.- (ed.) Checklist: Part 4^a Hesperioidea-Papilionoidea (in) *Atlas of Neotropical Lepidoptera*: 439p. ATL. & Scient. Publ. FL.
- LAMAS, G.; CAMPOS, L. & RAMÍREZ, J., 2003.- *Mariposas de la zona reservada Allpahuayo-Mishana, Iquitos, Loreto, Perú (Lep. Pap.-Hesp.)*: 2-29. Progr. Biod. PBIO-IIAP. Loreto.
- LAMAS, G.; ROBBINS, R.K. & HARVEY, D.J., 1996.- Mariposas del Alto Río Napo, Loreto, Perú (Lep. Pap.-Hesp.). *Rev. Per. Ent.*, 39: 63-74.
- MONTOYA, D.C., 1989.- Aspectos biológicos del gusano cachón del Inchi (*Panacea* sp. pos. *prola*). *Colombia Amazónica*, 4 (1): 27-39.
- MORA-ACOSTA, J.M., 2006.- *Mocoa, su Historia y Desarrollo*: 351p. Segunda ed. C.A. GÓMEZ - Desarrollo Organizacional, Mocoa.
- MORRONE, J., 2002.- Presentación sintética de un nuevo esquema biogeográfico de América Latina y el Caribe 2: 267-275 (en) COSTA, C. et al. (eds.) *Proyecto Red Iberoamericana de Biogeografía y Entomología Sistemática*. PRIBES, SEA, Zaragoza.
- MULANOVICH, A.J., 2007.- *Mariposas. Guía para el manejo sustentable de las Mariposas del Perú*: 99p. PROMPEX, IIAP, GTZ, Lima, Perú.
- MURRAY, D.L., 1996.- A survey of the butterfly fauna of Jatun Sacha, Ecuador (Lep. Hesp.-Pap.). *J. Res. Lepid.*, 35: 42-60.
- PINZÓN-C. J., 2006, 2008.- *Mariposas del bajo Caquetá y Apaporis (Amazonia colombiana): Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae, Riodinidae*. WATCHER FOSTER & KAPLAN prod. y BM Found. Conserv. Int. Col. www.conservation.org.co
- PRIETO, A.V.; CONSTANTINO, L.M. & CHACÓN, P., 1999.- Estudios sobre la cría de seis especies de mariposas (Lep. Rhop.) del Bajo Anchicayá (Valle) y contribución al conocimiento de su historia natural. *Rev. Col. Ent.*, 25 (1-2): 23-32.
- RACHELI, T. & RACHELI, L., 1998.- Lepidoptera diversity of an ecuadorian lowland rain forest (Lep.). *Neue Ent. Nachr.*, 41: 95-117.
- SALAZAR, J.A., 1995.- Lista preliminar de las mariposas diurnas (Lep. Rhop.) que habitan en el departamento del Putumayo. Notas sobre la distribución en la zona Andina. *Colombia Amazónica*, 8 (1): 11-69.
- , 2006.- An Annotated Checklist of Colombian *Euselasia* Hübner, 1819 (Lep: Riod.). *Lambillionea*, 106 (1): 641-651.
- SALAZAR, J.A.; GIRALDO, M. & VARGAS, J.I., 2003.- Más observaciones sobre la concentración de mariposas territoriales en cumbres de cerros colombianos y especies residentes en el bosque de Bavaria (Villavicencio, Meta) su distribución espacial y trofismo. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U de Caldas*, 7: 255-317.
- SARMIENTO, C., 2001.- Insectos. *Bol. Proy. Col. IAHV-UK-UAESNN*, 3: 13p.
- SEITZ, A., 1924.- (ed.) *Die Gross Schemtterlinge der Erde. Exostiche Tagfalter*, 5: 1055 pp. + 193 pls. A. Kernen, Stuttgart.
- VÉLEZ, J.H. & SALAZAR, J.A., 1991.- *Mariposas de Colombia*: 167p. Villegas Editores, Bogotá.
- VILLAREAL, H.; ÁLVAREZ, M.; CÓRDOBA, S.; ESCOBAR, F.; FAGUA, G.; GAST, F.; MENDOZA, H.; OSPINA, M. & UMAÑA, C., 2006.- Insectos: 149-184 (en) *Manual de Métodos para el Desarrollo de Inventarios de Biodiversidad*, 6. 2 ed. Progr. Inv. Biod. Instituto Alexander von Humboldt, Bogotá.