

# CRÍA DE UNA RANA NATIVA DE LA AMAZONÍA ECUATORIANA

Rusu Mama - *Rana palmipes*



Gilda G. Gallardo

Centro Tecnológico de Recursos Amazónicos

# CRÍA DE UNA RANA NATIVA DE LA AMAZONÍA ECUATORIANA

Rusu Mama - *Rana palmipes*



## CRÍA DE UNA RANA NATIVA DE LA AMAZONÍA ECUATORIANA

Gilda G. Gallardo

Centro Tecnológico de Recursos Amazónicos

Esta publicación puede ser obtenida en:

CENTRO TECNOLÓGICO DE RECURSOS AMAZÓNICOS  
DE LA OPIP-CENTRO FÁTIMA  
Km 9 vía Puyo-Tena  
Parroquia Fátima  
Pastaza-Ecuador  
Telf: 593(03) 2884-105  
Casilla Postal: 16-01-800

AUTORA: Bióloga Gilda G. Gallardo-Gallardo  
gigall@hotmail.com / mgallardo@andinanet.com

FOTO PORTADA Francisco Palomeque  
DISEÑO DE PORTADA: Abya - Yala  
DIAGRAMACIÓN: Ediciones ABYA - YALA  
1a. edición Ediciones Abya-Yala  
Av. 12 de octubre 14-30 y Wilson  
Casilla 17-12-719  
Telef: 2506-251 / 2506-247  
Fax: (593 2) 2506-255 / 2506-267  
e-mail: editorial@abyayala.org  
http//: www.abayala.org

ISBN: 9978-22-394-0  
Impresión: Producciones Digitales Abya - Yala  
Quito - Ecuador

Impreso en Quito Ecuador, abril 2004

*A la familia Olalla  
por su permanente ayuda y orientación*



*Utiliza lo que tienes,  
y consume lo que produces.*

*Jorge Olalla*



## TABLA DE CONTENIDO

<b>RANICULTURA</b>	13
<b>PELIGROS DE LA INTRODUCCIÓN DE RANA TORO</b>	14
Enfermedades	14
<b>SITUACIÓN EN ECUADOR</b>	16
País megadiverso	16
Ranicultura	16
Especies nativas que se consumen	18
<b>BIOLOGÍA DE LA RUSU MAMA (<i>Rana palmipes</i>)</b>	22
<b>NOMBRE COMÚN</b>	22
<b>DISTRIBUCIÓN</b>	22
<b>TAXONOMÍA</b>	25
<b>MORFOLOGÍA</b>	26
Huevos	26
Renacuajos	27
Juveniles	28
Adultos	29
<b>HÁBITAT</b>	29
<b>HISTORIA NATURAL Y COMPORTAMIENTO</b>	30
<b>DESCRIPCIÓN DEL CRIADERO</b>	32
<b>ÁREA DE RENACUAJOS</b>	32
Transporte	34
Crecimiento larval	35
Alimentación	36
Enfermedades	37
<b>ÁREA DE JUVENILES</b>	37
Densidad	38
Alimentación	38

ÁREA DE ADULTOS	40
Densidad	40
Dimorfismo sexual	40
Alimentación	40
PROBLEMAS EN EL MANEJO	41
RECETAS	41
GLOSARIO	43
LITERATURA CITADA	47

## PREFACIO

Este documento surge a partir del proyecto “Ensayos para la crianza y manejo en granja de *Rana palmipes*” realizado en el Centro Tecnológico de Recursos Amazónicos de la OPIP-Centro Fátima bajo la coordinación del Ing. Medardo Tapia, y el apoyo del Centro de Biodiversidad y Ambiente (Escuela de Biología) de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador.

Inicialmente presento una referencia sobre el consumo de carne de rana a través de la historia, para luego enfocar una panorámica general de la ranicultura actual, los beneficios y también los problemas ecológicos asociados al manejo de una especie exótica, la rana toro. Seguidamente expongo la historia de la ranicultura en Ecuador, las especies nativas que se consumen, la biología de *Rana palmipes*, y describo las instalaciones para su cría y manejo. Finalmente se añaden unas recetas para la preparación de la saludable carne de rana.

En este trabajo se exponen datos del proyecto mencionado, incluyendo observaciones realizadas en el ambiente, como resultados obtenidos durante el cautiverio de larvas, juveniles y adultos de *Rana palmipes*, además de experiencias personales obtenidas desde 1998, e información disponible en la literatura.

El Ecuador es un país megadiverso y debemos conocer sus riquezas. De la gran variedad de especies descritas, únicamente se ha aprovechado un pequeño porcentaje para la investigación en diversas áreas. Saber de los usos alimenticios y económicos de nuestros recursos nos permitirá utilizarlos de manera sustentable y crear nuevas empresas.

Es necesario dar importancia a los recursos nativos y no introducir especies pensando que estamos generando recursos económicos. El costo por el daño ambiental que generan las especies introducidas es mucho mayor a su rentabilidad.

Es mi deseo que se continúe con la investigación de especies nativas de anfibios y se apoyen los proyectos encaminados con este objetivo.

Gilda G. Gallardo  
Quito, marzo de 2004



## RANICULTURA

La industria de la ranicultura posee tres mercados de interés: 1) alimenticio, por el contenido nutritivo de la carne (Tabla 1); 2) investigación biomédica y educación; y 3) venta de insumos para la cría de anfibios (Culley *et al.*, 1978).

*Tabla 1.* Composición química de diferentes tipos de carnes (100 g). Noll y Lindau 1988.

Carne	Calorías (Kcal)	Calcio (mg)	Proteínas (g)	Fósforo (mg)	Lípidos (g)
Rana	69	22	16.5	203	0.3
Pescado	75	20	16.6	100	0.5
Vaca	111	12	21.0	224	3.0
Gallina	149	16	21.3	218	7.1
Cerdo	181	6	18.4	220	11.9

A parte del consumo de carne de rana también existen otros artículos que se obtienen de este anfibio, así: la piel al ser curtida se la utiliza en la confección de artículos como cinturones, guantes, billeteras, carteras, trajes de baño, etc. Con el hígado de rana se obtiene paté; de los intestinos se obtiene hilo quirúrgico para suturar en cirugías ya que tienen resistencia y elasticidad. Los ojos después de un proceso de deshidratación conservan su color y son insertados en juguetes infantiles. De la grasa obtenida de las vísceras se fabrican cosméticos, y del resto de las vísceras se obtiene alimento para peces (Imagos, 1996; CFN, 1998).

En Brasil, Colombia, Ecuador, España, Inglaterra, Italia, Puerto Rico, Sri Lanka, entre otros, se ha introducido la rana toro (*Rana catesbeiana*) con fines alimenticios (Reptile Hobbyist, 1997; Daza-V. y Castro-H., 1999).

## PELIGROS DE LA INTRODUCCIÓN DE RANA TORO

La introducción de especies causa potenciales problemas ecológicos como: disminución de la biomasa y productividad de los ecosistemas, acelerado incremento de la especie introducida a expensas de especies nativas, pérdida de diversidad genética de especies endémicas, y reducción de las poblaciones nativas o aún la extinción de las mismas (Hernández-C., 1971; Hayes y Jennings, 1986).

La rana toro (*Rana catesbeiana*) es originaria del sudeste de Canadá y este de Estados Unidos (Bury y Whelan, 1984). En ambientes tropicales, donde ha sido introducida, es responsable de la eliminación o reducción significativa de, al menos, 14 especies de anfibios (Jameson, 1956; Black, 1969; Hammerson, 1982; Moyle, 1973; Cohen, 1975; Hayes y Jennings, 1986; Werner *et al.*, 1995; Stebbins y Cohen, 1995; Rueda-Almonacid, 1999). Colombia, Brasil y Sri Lanka también reportan la disminución de invertebrados a causa de esta especie, y en Colombia, Inglaterra y México se ha alertado a la comunidad para prevenir el establecimiento de poblaciones de rana toro en la naturaleza (INDERENA, 1991; Reptile Hobbyist, 1997; English-Nature, 2000; Casas *et al.*, 2001).

La alimentación de rana toro incluye: peces, anfibios, neonatos de tortugas, lagartijas, serpientes, aves, ratones, topos, incluso murciélagos (Bury y Whelan, 1984; Castro-H. *et al.*, 1998; Daza-V. y Castro-H., 1999).

## Enfermedades

Se han reportado varias enfermedades en renacuajos de rana toro criados en cautiverio, así tenemos: la Trichodiniasis, la cual es producida por un protozooario. El renacuajo luce con la aleta caudal blanca, sustancia mucosa y hemorragias en la superficie corporal que puede matar al individuo entre 5 a 7 días.

El parche blanco es otra enfermedad que se presenta en la superficie corporal de los renacuajos. Esta enfermedad es producida por una bacteria

que ataca a los renacuajos cuando el agua donde se desarrollan posee solutos en una concentración mayor a la recomendada.

La Hidropesía afecta igualmente a los renacuajos, los que se observan con un fluido claro o amarillento en el abdomen y lesiones hemorrágicas en todo el cuerpo. La muerte ocurre en 24 horas.

La presencia de un líquido claro en el abdomen hinchado de los renacuajos indica que presenta la enfermedad de la burbuja de gas, la cual se evita si el cambio de agua no se lo realiza drásticamente.

La indigestión es una enfermedad producida por protozoarios que se encuentran en el tracto digestivo de los renacuajos. Existe pérdida de apetito y alargamiento del tracto digestivo (AAHRI, 1994).

Enfermedades que presentan los adultos de rana toro dentro de los criaderos son: pierna roja, indigestión, putrefacción intestinal, piel descolorida y parálisis (AAHRI, 1994). Es importante indicar que en Estados Unidos y Uruguay se ha reportado individuos de rana toro con Chytridiomycosis, enfermedad producida por un hongo que ataca la piel (Speare y Berger, 2000). Esta enfermedad afecta a la industria de la ranicultura y puede producir una alta mortalidad en poblaciones de anuros (Mazzoni, 2000).

En Ecuador se conoce del escape de ejemplares de rana toro al ambiente (Gallardo, 2001a), y si estos ejemplares estuvieran infectados con Chytridiomycosis, u otras enfermedades propias de esta especie, constituiría una grave amenaza a las especies nativas de anfibios.

## SITUACIÓN EN ECUADOR

### País megadiverso

El Ecuador es uno de los 17 países megadiversos del mundo, esto significa que posee una gran variedad de organismos en comparación con otros, por ejemplo existen 775 peces de agua dulce, 600 peces marinos, 431 anfibios, 396 reptiles (Mittermeier et al., 1997; Coloma *et al.*, 2000-2004; Coloma y Quiguango, 2000-2004; Coloma y Ron, 2001). En cuanto a anfibios, Ecuador es el tercer país con mayor diversidad después de Brasil y Colombia, y es el primero si se considera su número de especies por unidad de superficie (0.016 especies/ km<sup>2</sup>), es decir, posee tres veces más especies por unidad de superficie que Colombia y 21 veces más que Brasil (Coloma y Quiguango, 2000-2004). Con esta gran diversidad es paradójico que ninguna de estas especies sea comercializada, y en cambio se introduzca una especie para criarla en cautiverio y exportarla.

Para Peyrefitte (1997) una sociedad que no posee la capacidad de explotar sus propios recursos es una sociedad no desarrollada cuya economía está dominada.

### Ranicultura

En 1988 el Ministerio de Agricultura y Ganadería otorgó a Franklin Alarcón el permiso N° 1 para la introducción de 100 adultos y 70 000 renacuajos de rana toro al Ecuador (Casares, 1992). Sin embargo, según Coloma (com. pers.) en 1985 ya se habían importado de Brasil unos reproductores con los que se iniciaron ensayos en el Centro de Rehabilitación en la provincia de Manabí. En 1991, la Fundación Herpetológica Gustavo Orcés (FHGO) fue alertada por funcionarios del Ministerio del Medio Ambiente de Colombia (INDERENA) sobre la presencia de rana toro en Ecuador y los problemas existentes en Colombia por el manejo experimental de esta especie; asunto que también fue dado a conocer al Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. El 23 de enero de 1992, la FHGO presentó una conferencia "Análisis de la ranicultura en Ecuador" donde se continuó informando sobre los daños ecológicos de esta especie, además de las resoluciones tomadas en Colombia para prohibir

terminantemente el manejo de esta especie (Castro-H. *et al.*, 1998). En 1993 se registra la existencia de 20 ranarios en Ecuador, la mayoría de ellos en la provincia de Zamora Chinchipe (CFN, 1998). La Pontificia Universidad Católica del Ecuador (PUCE), mediante oficio N. 94-043 DCB del 19 de enero de 1994 alertó a las autoridades sobre el grave riesgo ecológico que ocasiona la introducción de rana toro, y en este mismo año, el Instituto Ecuatoriano Forestal de Áreas Naturales y Vida Silvestre (INEFAN) publica un folleto "Rana toro, especie exótica originaria del sudeste de los Estados Unidos de Norteamérica" donde expone los severos impactos negativos en el ambiente, y concluye con la prohibición del establecimiento de ranarios en la Amazonía ecuatoriana y en el noroccidente del país. Luego, en 1996 la Dirección Nacional de Áreas Naturales y Vida Silvestre del INEFAN publica el ilegal establecimiento de ranarios en el país, e indican la prohibición por parte de esta institución para introducir y criar esta especie. A pesar de esto, en 1998 el número de ranarios asciende a 30, los cuales producen 12 200 kg de carne de rana al mes que son exportados principalmente a Estados Unidos, Francia, España, Bélgica, Holanda y Alemania (CFN, 1998).

La cantidad exacta de toneladas exportadas de carne de rana no se conoce, ya que este rubro es compartido con otros productos provenientes de zoológicos. Entre 1998 y 2001 se han exportado 4 toneladas de ancas de rana, principalmente a Chile, las cuales generaron una ganancia de 41 mil dólares (Tabla 2).

*Tabla 2.* Exportación de ancas de rana en toneladas y miles de dólares. BCE, 1998–2004.

Año	Destino	TON	USD/FOB
1998	Chile	0.84	13.18
1999	Chile	0.70	5.88
1999	España	0.01	0.06
2000	Chile	1.00	9.28
2001	Argentina	0.50	2.10
2001	Chile	1.00	10.55

Por todo esto es necesario eliminar la cría de rana toro en Ecuador, y a la vez ofrecer al mercado local e internacional una alternativa ecológicamente sustentable mediante el manejo de ranas nativas. El manejo adecuado de la fauna silvestre de hecho podría ofrecer mejoras económicas y alimenticias al país (Tapia y Viteri, 1993).

## Especies nativas que se consumen

En Ecuador se consumen por lo menos 45 especies de anfibios, principalmente en la Amazonía (Gallardo, 2002). La costumbre de comer carne de rana no se debe exclusivamente al inmigrante europeo, sino que nuestros indígenas ya incluían a los anfibios en su alimentación; hábito que ha permanecido hasta la actualidad (Tabla 3).

La referencia del Padre Juan de Velasco publicada en 1789 indica que una rana llamada *Caila* era consumida por mujeres que no producían leche y debían dar de lactar. En Mutints (Morona Santiago) por lo menos 19 especies de sapos son cazados, los cuales se consumen en grandes cantidades, especialmente en la época lluviosa cuando el agua llena pequeños charcos y los sapos se reúnen para aparearse (Morales y Schjellerup, 1999).

Tabla 3. Especies de anfibios consumidos en Ecuador.

Nombre científico	Nombre vernáculo *	Comentarios	Fuente
<i>Bufo glaberrimus</i>	Tilele (Q)	Se les saca la piel para ser consumidos	Eduardo Khon, 2002
<i>Bufo margaritifera</i>	1 Sapo común sudamericano (E), 2 Dequere (Q) 2 Dequiri (Q) 2 Mutsui (Q) 2 Mutsuin (Q) 2 Uchu cara (Q)	Las glándulas son quitadas antes de comer al adulto	1 Coloma y Ron, 2001 2 Eduardo Khon, 2002
<i>Bufo marinus</i>	1 Sapo de la caña (E), 2 Yacu Iimbu (Q), 3 Tãlli (Q), 4 Tulumba (Q)	Las glándulas son quitadas antes de comer al adulto	1 Coloma y Ron, 2001 2,3,4, Eduardo Khon 2002; 4 Enríquez, 1999;

Nombre científico	Nombre vernáculo*	Comentarios	Fuente
<i>Eleutherodactylus ockendeni</i>	Guingtai (Q)	Sólo la consumen los hombres	Eduardo Khon, 2002
<i>Hyla bifurca</i>	1 Rana payaso (E) 2 Chirimita (S)	—————	1 Coloma y Ron, 2001 2 Mundo Shuar, 1977; Ana Almenáriz, com. pers.
<i>Hyla boans</i>	1 Rana gladiadora (E) 2 Ashanka (S)	—————	Ana Almenáriz, com. pers.; 2 Morales y Schjellerup, 1999; 1 Coloma y Ron, 2001
<i>Hyla geographica</i>	Aya (Q) Caña (Q) Maculla (Q) Machin gunahuaru (Q) Maculla (Q) Yana rusu (Q) Yana rusu mama (Q)	Sólo los renacuajos son ingeridos, adultos no	Eduardo Khon, 2002
<i>Hyla phyllonathus</i>	Yana rusu mama (Q)	Los renacuajos se ingieren. Los adultos raramente por la difícil localización	Eduardo Khon, 2002
<i>Hyla triangulum</i>	1 Chirimius (S) 2 Chimius (S)	—————	1 Mundo Shuar, 1977; 2 Morales y Schjellerup, 1999
<i>Leptodactylus pentadactylus</i>	Gualag (Q) Juin (Q) Puintiag (S)	Consumo de adultos	Enríquez, 1999
<i>Leptodactylus wagneri</i>	1 Bahui (Q) 2 Pakui (S) 3 Pikoí (S)	Se consume los adultos y juveniles	1 Eduardo Khon, 2002; 2 Mundo Shuar, 1977; 1978 3 Morales y Schjellerup, 1999
<i>Rana palmipes</i>	1 Rusu mama (Q) 2 Amazon River Frog (I)	Son consumidos adultos y renacuajos	1 Gallardo, 2001 a; 2 Frank y Ramas, 1995

Nombre científico	Nombre vernáculo *	Comentarios	Fuente
————	Ipiakáchi (S)	————	Mundo Shuar, 1977
————	1 Janta (S) 2 Jante (S)	————	1 Mundo Shuar, 1977; 2 Morales y Schjellerup, 1999
————	Juútu (S)	————	Mundo Shuar, 1977;
————	1 Jurújar (S) 2 Jurujru (S)	————	1 Mundo Shuar, 1977; 2 Morales y Schjellerup, 1999
————	Karakras (S)	————	Morales y Schjellerup, 1999
————	1 Káka (S) 2 Kaku (S)	————	1 Mundo Shuar, 1977; 2 Morales y Schjellerup, 1999
————	Katse (S)	————	Mundo Shuar, 1977; Morales y Schjellerup, 1999
————	Kiria (S)	————	Mundo Shuar, 1977; 1978; Bianchi, 1988
————	Kirisip' (S)	————	Mundo Shuar, 1977
————	1 Kirúpush' (S) 2 Kirupush (S)	————	1 Mundo Shuar, 1977; 2 Morales y Schjellerup, 1999
————	1 Kua (Q), 2 Kua (S), 3 Kuwa (S)	————	3 Mundo Shuar, 1977; 1978 1,2 Morales y Schjellerup, 1999
————	Kuguayu (Q)	————	Morales y Schjellerup, 1999
————	1 Kupúip' (S) 2 Kuraip (S)	————	1 Mundo Shuar, 1977; 1978 2 Morales y Schjellerup, 1999
————	Kiámp (S)	————	Bianchi, 1988
————	Murundi (Q), Uwin (Q)	————	Morales y Schjellerup, 1999

Nombre científico	Nombre vernáculo*	Comentarios	Fuente
_____	1 Pui (S) 2 Puii (S)	_____	1 Mando Shuar, 1977 2 Morales y Schjellerup, 1999
_____	Päik' (S)	_____	Mando Shuar, 1977
_____	Pent (S)	_____	Mando Shuar, 1978
_____	Puach (S)	Para la caza los indígenas se introducen en los charcos y bajo las hojas recogen los adultos	Mando Shuar, 1977, 1978; Bianchi, 1988; Morales y Schjellerup, 1999
_____	1 Puint' (S) 2 Puint (S)	_____	1 Bianchi, 1988; 2 Morales y Schjellerup, 1999
_____	Purushim (S)	_____	Mando Shuar, 1977
_____	Sháark (S)	_____	Mando Shuar, 1977
_____	Suya (S)	_____	Morales y Schjellerup, 1999
_____	Süwi (S)	_____	Mando Shuar, 1977
_____	Takash (S)	_____	Morales y Schjellerup, 1999
_____	Tentépu (S)	_____	Mando Shuar, 1977
_____	Tepém (S)	_____	Mando Shuar, 1977
_____	Tsent (S)	_____	Mando Shuar, 1977; Bianchi, 1988
_____	Tulumba masqui (Q)	_____	Morales y Schjellerup, 1999
_____	Uchi-juat (S)	_____	Mando Shuar, 1977
_____	Unculu (Q)	_____	Morales y Schjellerup, 1999
_____	Wirisan	_____	Mando Shuar, 1977
_____	Wampuch' (S)	Se consume los renacuajos	Mando Shuar, 1977; 1978

\* E: Español, Q: quichua, S: shuar, I: inglés.

Referencia de Eduardo Kohn (2002) corresponde a especies consumidas en Ávila Viejo-Loreto (Orellana).

Comentario de Ana Almendáriz corresponde a especies consumidas en San José de Dahuano-Loreto (Orellana).

## BIOLOGÍA DE LA RUSU MAMA (*Rana palmipes*)

Los anfibios son vertebrados tetrápodos que evolucionaron a partir de peces de aletas lobuladas. Actualmente los anfibios incluyen tres grupos: Gymnophiona, llamados también ilulos, cecilidos, o pudridoras, carecen de extremidades; Caudata o salamandras, las cuales están provistas de cola y tienen extremidades de tamaño similar, dispuestas en ángulos rectos con relación al cuerpo; y Anura que corresponde a ranas y sapos.

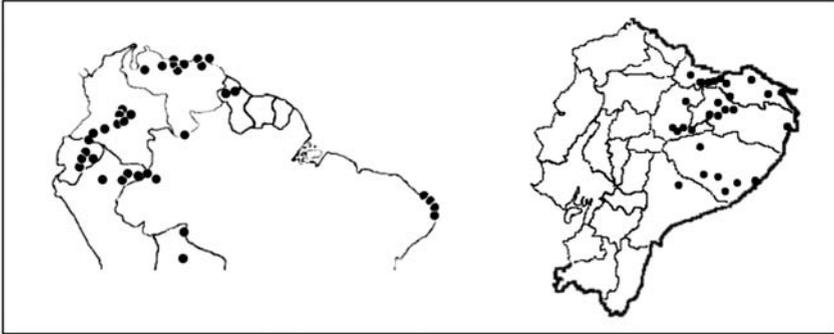
### Nombre común

En la parroquia San José de Dahuano (Orellana) el nombre con que se le conoce a *Rana palmipes* es “rusu mama”. Este es un nombre quichua que significa “mamá de los renacuajos”. En la parroquia Ávila Viejo (Orellana) se conoce también como “rusu mama” a *Hyla geographica*, *H. phyllognatha* (Eduardo Kohn, 2002.), es decir, “rusu mama” puede ser un nombre genérico. Enríquez (1999) atribuye el nombre quichua Cua a individuos de *Rana palmipes*, sin embargo, pobladores de Pastaza indican que Cua es una especie arborícola. *Rana palmipes* es terrestre, por tanto, el nombre Cua al parecer es incorrecto.

### Distribución

*Rana palmipes* habita las tierras bajas del norte de Sudamérica hacia la parte oriental de los Andes (Hillis y de Sá, 1988; Figura 1).

Figura 1. Distribución de *Rana palmipes* en el neotrópico (Modificado de Hillis y de Sá, 1988) y en Ecuador.



En Ecuador, ejemplares de *Rana palmipes* han sido recolectados en todas las provincias de la región oriental, excepto en Zamora Chinchipe<sup>1</sup> (Tabla 4).

Tabla 4. Localidad y altitud registrada en los sitios de recolección de *Rana palmipes* (Hillis y de Sá, 1988; Museo de Historia Natural Gustavo Orcés de la Escuela Politécnica del Ecuador; Museo de Zoología de la Pontificia Universidad Católica).

Provincia	Localidad	Altitud (m)
Sucumbíos	Chucha Tipishca, río Cuyabeno	410
	Parroquia Dureno	
	Parroquia Cuyabeno	
	Parroquia Cuyabeno, Boca del Cuyabeno en el Aguarico	
	Parroquia Jambelí, Pozo Zafiro	
	Parroquia Nueva Loja	
	Parroquia Limoncocha	
	Puerto Ore, río Aguarico	
	Parroquia Puerto Libre, río Aguarico	
Parroquia Sevilla, Pozo Diamante		

<sup>1</sup> La ausencia de registros de *Rana palmipes* se debe probablemente a la falta de inventarios en esta provincia.

	Pompeya e Iro. Carretera Maxus Km 74.3, Bloque 16 Santa Cecilia, río Aguarico	340
Napo	Jatun Sacha, km 10 vía al Campamento Cocha Parroquia Ahuano, Campana Cocha Parroquia Misahuallí Parroquia Tena, 1.6 km NE Parroquia Sumaco, San José, Viejo de Sumaco Parroquia Puerto Napo, 2 km O	
Orellana	Estación Científica Yasuní, Laguna 2 Francisco de Orellana Km 53 vía pozo Cononaco Nuevo Rocafuerte, Pozo 2 Parroquia San José de Dahuano, río Cotapino Parroquia Enokanqui, río Jívino Parroquia Loreto, río Huataracu, Comuna Jorge Grefa Parque Nacional Yasuní, Pozo Daimi 1, Bloque 16 Parque Nacional Yasuní, Shiripuno Río Tiputini: 3.1 km S, 7 km S, 10.9 km N	212 600 340
Pastaza	Anga Cocha, río Bobonaza Chichirota, río Bobonaza Chuintza Parroquia Montalvo Parroquia Río Tigre, río Pindo Punto Misión Río Bobonaza Río Capahuari Río Conambo Río Copataza Río Lipuno, tributario del río Villano Río Pastaza Río Rutuno, tributario del río Bobonaza Río Shyona Boca del río Conambo Río Villano	300 240
Morona Santiago	Parroquia Macuma	

## Taxonomía

Ranidae es una familia de anuros que incluye 38 géneros con 637 especies (Frost, 2002). Su distribución es cosmopolita, excepto en el sur de Sudamérica, oeste de India, región australiana y la mayoría de islas oceánicas (Duellman y Trueb, 1986). En el neotrópico el género *Rana* está compuesto por cuatro grupos de especies: *R. catesbeiana*, *R. pipiens*, *R. palmipes* y *R. tarahumarae* (Hillis y de Sá, 1988). La taxonomía del grupo *R. palmipes* fue esclarecida por Hillis y de Sá (1988), quienes basados en caracteres morfológicos concluyeron que dentro del grupo *R. palmipes* se encuentran 8 especies (*Rana bwana*, *R. palmipes* y *R. vaillanti*, *R. juliani*, *R. maculata*, *R. sierramadrensis*, *R. vibicaria* y *R. warszewitschii*) distribuidas desde el sur de México hasta Perú, Bolivia y Brasil. Estas especies se caracterizan por tener piel con espículas, extremo de los dedos alargado, vértebra sacra y presacra fusionadas, y bordes negros a lo largo del pliegue dorsolateral.

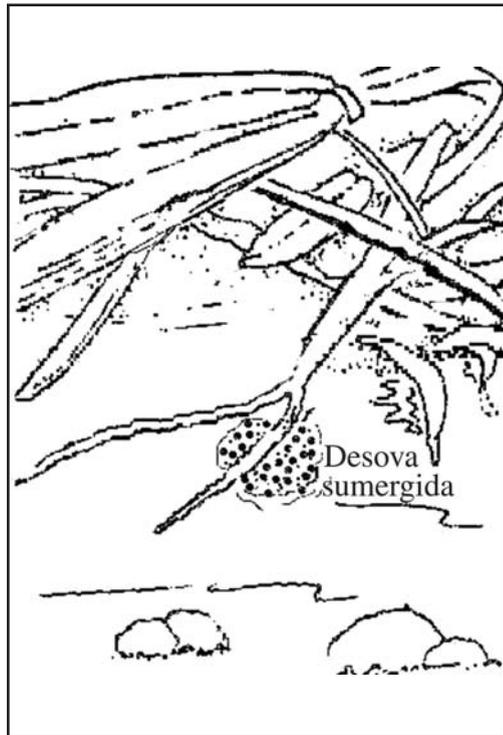
En Ecuador, la familia Ranidae está representada por cuatro especies: *Rana bwana* que habita la zona suroccidental en la provincia de Loja; *R. palmipes* que se encuentra solamente en la región oriental o amazónica; *R. vaillanti* cuya ubicación es en la zona occidental en las provincias de Cotopaxi, El Oro, Esmeraldas, Guayas, Los Ríos y Pichincha (Hillis y de Sá, 1988); y una especie que aun no ha sido descrita y se encuentra en la provincia de Esmeraldas (Coloma, com. pers.).

## Morfología

### Huevos

Los huevos de *Rana palmipes*, de 1.5 a 2 mm de diámetro, son depositados en un solo grupo formando una masa amorfa bajo el agua (Figura 2), con 3 000 huevos en promedio. Esta masa, de consistencia gelatinosa, envuelve a los huevos y los mantiene adheridos a hojas y/o raíces (diámetro <1 cm), evitando que sean llevados por la corriente (Gallardo 2001a). En hembras grávidas se han contabilizado entre 720–6750 oocitos (Duellman, 1978) y también se ha reportado hembras con 5959–10249 oocitos (Gallardo, 2001a).

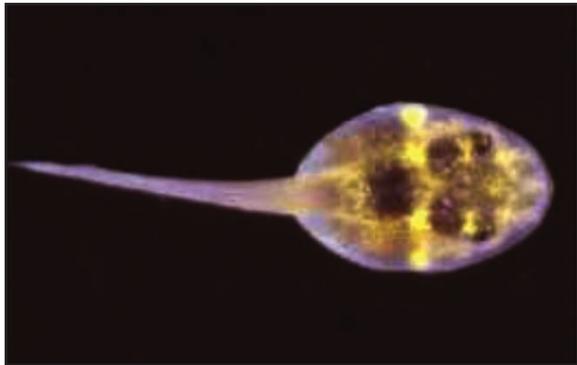
Figura 2. Localización de desovas de *Rana palmipes*, a orillas de un riachuelo.



## Renacuajos

Los renacuajos, o larvas, son identificados por tener cuerpo ovoide, con dorso marrón verdoso y cola marrón anaranjada. Los ojos son grandes y dirigidos lateralmente, los orificios nasales están orientados hacia la parte anterior, y la boca es antero-ventral con disco oral emarginado (Acosta, 1999). La musculatura caudal es levemente robusta y la parte terminal de la aleta es redondeada. En estadios tempranos de desarrollo (25–30; Anexo 1), las larvas tienen una franja transversal amarilla en la región media del cuerpo, posterior a los ojos, la cual cubre las regiones dorsal y lateral (Figura 3).

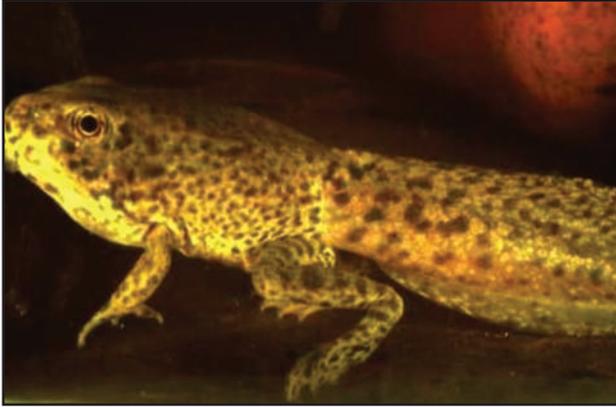
*Figura 3.* Renacuajo de *Rana palmipes* en Estadio 25.  
Foto: L. A. Coloma/Hyla Imágenes.



*Figura 4.* Renacuajo de *Rana palmipes* en Estadio 32.  
Foto: L. A. Coloma/Hyla Imágenes.



*Figura 5.* Individuo metamórfico (Estadio 42) de *Rana palmipes*. Foto: L.A. Coloma/Hyla Imágenes



En el Estadio 38 esta franja desaparece por completo (Gallardo, 2001a).

En el Estadio 42 emergen los miembros anteriores y la cola empieza a reabsorberse (Figura 5).

*Figura 6.* Juvenil de *Rana palmipes*. Foto: F. S. Palomeque.



Los juveniles, luego de que el proceso de metamorfosis ha culminado, tienen el dorso y patas verde oscuro. En la región lateral del cuerpo tienen pequeñas manchas negras redondas, las cuales están espaciadas regularmente. Además poseen bandas negras transversas en muslos y piernas (Figura 6). La coloración del dorso cambia a las pocas semanas y finalmente es similar a la de adultos (Gallardo, 2001a).

En Estadio 32, cuando las larvas tienen una longitud total (LT) aproximada de 72 mm y peso de 3.4 g, esta franja es menos notoria, la cual empieza a difuminarse y confundirse con la coloración marrón verdoso del cuerpo (Figura 4); en Estadio 38 esta franja desaparece por completo (Gallardo, 2001a).

## Juveniles

Los juveniles, luego de que el proceso de metamorfosis ha culminado, tienen el dorso y patas verde oscuro. En la región lateral del cuerpo tienen pequeñas manchas negras redondas, las cuales están espaciadas regularmente. Además poseen bandas negras transversas en muslos y piernas (Figura 6). La coloración del dorso cambia a las pocas semanas y finalmente es similar a la de adultos (Gallardo, 2001a).

## Adultos

Un ejemplar adulto de *Rana palmipes* se lo identifica por su cuerpo moderadamente robusto; el dorso es verde oliva con pequeñas manchas café o negro oscuro, vientre amarillo cremoso, hocico agudo en vista dorsal y redondeado en vista lateral (Figura 7). El tímpano posee igual o mayor diámetro

que el ojo, y el iris es café rojizo con brillo bronce en su parte superior (Duellman, 1978; Rodríguez y Duellman, 1994). El peso de un ejemplar adulto puede alcanzar los 230 g y tener una longitud rostro cloacal (LRC) de 12,5 cm (Gallardo, 2001a). No existe diferenciación sexual en cuanto a características morfológicas externas en esta especie (Palacios y Ruiz, 1990).

Figura 7. Adulto de *Rana palmipes*. Foto: M. Bustamante



Orden : Anura  
Familia : Ranidae  
Especie : *Rana palmipes*

## HÁBITAT

Los renacuajos de *Rana palmipes* se desarrollan en estanques o riachuelos de agua de flujo lento (Duellman, 1978). Las desovas o huevos son encontrados a orillas de los riachuelos poco profundos y además se encuentran sumergidos a profundidades no mayores a 20 cm de la superficie del agua. Las larvas ocupan riachuelos de substrato pedregoso, de profundidad no mayor a un metro (Fig-

ra 8), con temperatura promedio de 23 °C; el valor de oxígeno disuelto es 4 mg/l, el pH 5.5, velocidad de corriente de 3 cm/s y descarga de 26 l/s (Gallardo, 2001a).

Los adultos ocupan áreas cerca a pantanos, lagos, riachuelos, orilla de ríos, claros y bosque (Duellman, 1978). En Loreto (Orellana) se ha observado en un 66 % adultos ocupando áreas cercanas a orillas de los riachuelos, entre la vegetación (Gallardo, 2001a).

Figura 8. Riachuelo cercano al río Cotapino, Loreto (Orellana).



## HISTORIA NATURAL Y COMPORTAMIENTO

*Rana palmipes* es un animal nocturno. Durante el estudio realizado en Loreto se registró que la actividad, sea de movimiento o de reproducción, empieza a las 18:00 h y declina a las 05:00 h. Los machos, activos reproductivamente, emiten cantos cortos y esporádicos (Gallardo, 2001a). Duellman (1978) describe el canto como una serie de sonidos guturales o risa entre

dientes, producidos en el agua. En Loreto se encontraron desovas en octubre y marzo, mientras que los renacuajos pueden ser localizados en los riachuelos durante todo el año. En marzo, abril y junio se recolectaron hembras grávidas con LRC promedio 105 mm y peso promedio 101 g. (Gallardo, 2001a). En Loreto se encontró varios individuos ocupando un pequeño lugar a orillas del riachuelo, con una distancia mínima de 20 cm entre ellos, lo cual sugiere que no son territoriales. Un estudio realizado en Colombia muestran que pueden compartir encierro, estanque y refugio con *Rana catesbeiana* (Fajardo *et al.*, 1990).

El contenido estomacal de ejemplares adultos indica que se alimentan principalmente de una variedad de insectos y otros invertebrados tales como: ortópteros (saltamontes), coleópteros (escarabajos), dípteros (moscos), himenópteros (hormigas), homópteros (cigarras), odonatos (libélulas), y arácnidos (arañas) (Duellman, 1978; Palacios y Ruiz, 1990).

## DESCRIPCIÓN DEL CRIADERO

Antes de iniciar la construcción de un ranario es necesario considerar aspectos como:

### Cantidad y calidad de agua

Disponibilidad continua de agua no contaminada. El agua no debe ser salobre ni turbia. No debe contener metales pesados, ni residuos tóxicos como detergentes, plaguicidas o desechos industriales. Tanto para renacuajos como para juveniles y adultos el pH del agua debe ser neutro o ligeramente ácido (6 ó 7).

### Localización del terreno

Alejado de ruidos, ya que impiden que los animales tengan un desarrollo satisfactorio. Se recomienda terrenos con pequeños declives, o lugares planos pero que tengan un buen drenaje, y además que se encuentren cerca de fuentes de agua.

### Clima

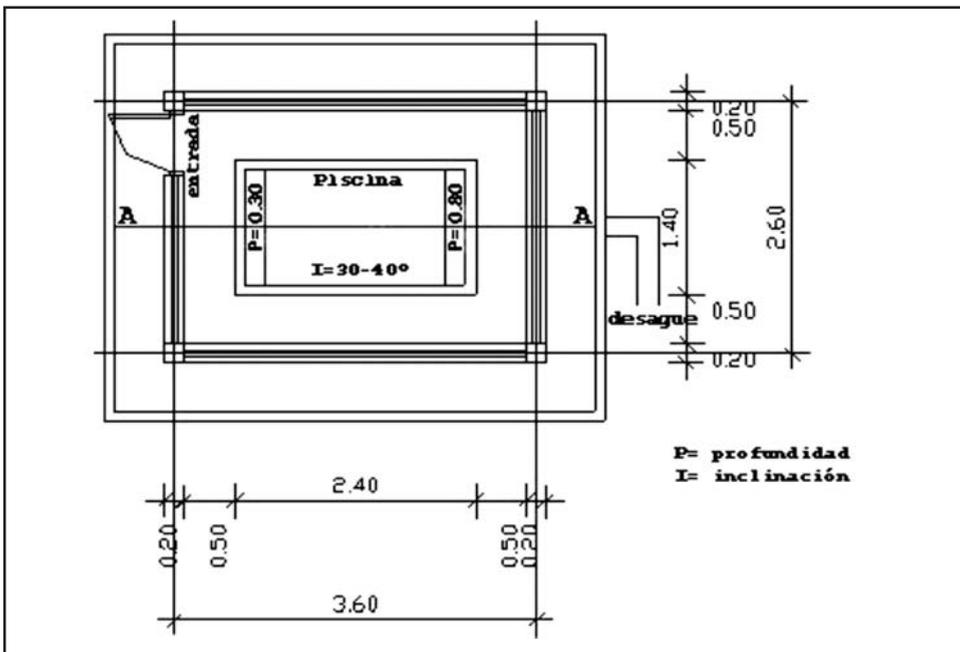
Áreas donde la temperatura ambiental se encuentre en rangos entre 24 y 26 °C para el sector de adultos y temperatura del agua entre 21 y 27 °C para el sector de renacuajos.

## ÁREA DE RENACUAJOS

Son piscinas que de preferencia son de cemento, ya que al ser de tierra se dificulta la limpieza. El tamaño depende de la cantidad de larvas que se críe, considerando que la densidad es de una larva por cada litro de agua. Para evitar el ataque de los depredadores se recomienda rodear la piscina con malla metálica. La base de la piscina debe tener una inclinación de unos 30°–40°, para que los desechos no se acumulen al fondo.

El tubo inclinable, que controla el nivel del agua, tiene que ser girado hacia la base para eliminar los desechos de la piscina a través del desagüe, así los desechos irán por el canal situado fuera de la piscina (Figura 9). No se recomienda hacer limpieza total de las piscinas, es decir, no cambiar totalmente el agua, pues la manipulación de las larvas y el cambio de las condiciones del agua puede hacerlos susceptibles a enfermedades.

Figura 9. Vista superior del área de renacuajos.

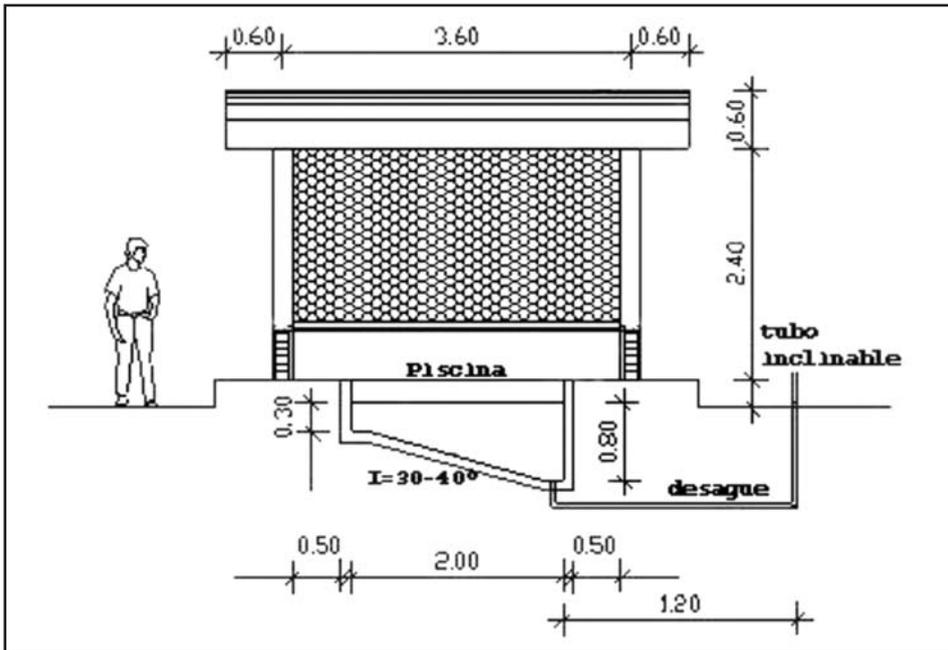


La profundidad del agua en las piscinas no debe ser mayor a un metro (Figura 10). La temperatura estará entre  $21$  y  $27^\circ\text{C}$ . Aunque *Rana palmipes* puede vivir en bajas temperaturas de hasta  $13^\circ\text{C}$ , esto perjudica en gran medida al tiempo de crecimiento, el cual puede prolongarse hasta más de un año, mientras que en las condiciones recomendadas, es de aproximadamente cuatro meses.

La cantidad de oxígeno recomendable es mayor a  $4\text{ mg/l}$ . Para ello es aconsejable el aumento de superficie de contacto con el aire por medio de

movimiento del agua y el flujo continuo de ella (descarga = 7–26 l/s). El pH recomendable es neutro o ligeramente ácido (6 a 7). El pH se determina introduciendo papel tornasol en al agua, el cual cambia de color en cada unidad de pH.

Figura 10. Corte A del área de renacuajos.



## Transporte

Para iniciar la cría de *Rana palmipes* se puede adquirir larvas de un proveedor.<sup>2</sup> Para el transporte se recomienda colocar las larvas en un envase

<sup>2</sup> El Centro Fátima prevece ofrecer a ranicultores larvas de *Rana palmipes*

plástico grande, que contenga 30 % de agua y quede un 70 % de aire en el envase. Se debe evitar cambios de temperatura durante el transporte, es decir, hay que proteger al recipiente de la exposición directa al sol, y deben ser mantenidos y transportados en un lugar fresco. El traslado será sin movimientos bruscos.

Al depositar las larvas en las piscinas del ranario es importante que la temperatura del agua del envase plástico y de la piscina sea igual. Para esto se coloca los envases plásticos en la piscina por lo menos cinco minutos, hasta que exista una similitud en la temperatura de ambos sitios, luego poco a poco se introduce agua de la piscina al envase hasta mezclar completamente ambas aguas. Finalmente se colocan las larvas del envase a la piscina.

### Crecimiento larval

El crecimiento de los renacuajos en las piscinas tiende a no ser uniforme. Esto se debe a que existen partículas inhibitorias del crecimiento, producidas por larvas grandes que actúan en las pequeñas (Licht, 1967 reporta en 17 especies de anuros; y Richards, 1958 en *Rana pipiens*). Por esto se da mucha importancia al flujo continuo de agua, para que dichas partículas sean eliminadas continuamente.

Durante el cautiverio de larvas de *Rana palmipes* en el Centro Fátima se registraron los siguientes datos de crecimiento:

Estadio*	n	LT (mm) ( $\bar{x}$ , SD)	Peso (g) ( $\bar{x}$ , SD)
25	8	34.6±4.2	0.5±0.1
26	6	37.3±1.2	0.5±0.1
27	27	46.4±5.7	1.0±0.3
28	6	54.9±3.6	1.7±0.2
34	1	82.7	5
37	3	105.8±6.3	12.4±2.3
38	3	117.4±3.2	16.7±1.8
39	4	124.8±1.8	18.2±0.8

40	13	128.0±4.0	20.4±2.6
41	15	126.6±5.0	21.2±1.9
42	1	141	22.2
43	1	119.1	19.5
44	6	48.3±2.9	17.0±1.5
45	9	47.9±1.3	14.9±0.9
46	2	49.0±1.4	12.2±1.1

\* Ver Anexo 1.

Cuando las larvas pasan al estado de metamorfosis, es decir tienen sus cuatro extremidades, están en proceso de reabsorción de la cola. En este momento ya han cambiado sus branquias por pulmones así que es necesario colocar un marco de madera liviana (e.g. balsa) con una red plástica o plantas flotantes como el jacinto de agua. Esto les permitirá permanecer fuera del agua, ya que podrían ahogarse y morir.

## Alimentación

La alimentación consta de balanceado para pescado al 40 % de proteína. En el Centro Fátima se alimentó a los individuos con balanceado de Molinos Champion<sup>®</sup>,<sup>3</sup> cuyos ingredientes son:

Proteína mínima cruda 40 %,  
Grasa cruda mínima 13 %,  
Humedad máxima 11 %,  
Fibra máxima 6 %.

La ración ofrecida será del 12 % del peso vivo hasta que la longitud total de los individuos sea aproximadamente 100 mm, luego la ración ofrecida se reduce a la mitad, es decir el 6 % del peso vivo (Imagos, 1996; Gallardo, 2001b).

<sup>3</sup> Distribuidor: Agromel. Av. 10 de Agosto N36-45 y Mañosca. Telf: 2258-674. Quito, Ecuador.

## Enfermedades

Cuando existe un inadecuado manejo, los renacuajos pueden ser afectados, entre otros patógenos, por bacterias o virus. Al ser atacados por bacterias los renacuajos presentan úlceras o hemorragias; y al ser atacados por virus presentan edemas, lesiones blanquecinas, u ojos sanguinolentos (R. Mazzoni com. pers.). En estos casos es necesario separarlos del resto para evitar contagio. Si se observa que los renacuajos empiezan a nadar de lado, es recomendable separarlos y colocarlos en recipientes con agua de la misma temperatura que las piscinas y con una profundidad de 3 cm. Si el animal se encuentra hinchado es necesario dejarlo en este recipiente hasta que se encuentre con su apariencia normal. Esta hinchazón se debe al insuficiente cambio de agua, y el mejor método de prevención es mantener el agua aireada (AAHRI, 1994).

Si por algún motivo se manipula las larvas es recomendable que esta manipulación sea breve. Su cola puede presentar un enrojecimiento que desaparecerá al ser colocada nuevamente en la piscina; sin embargo, este enrojecimiento puede producir irritaciones.

## ÁREA DE JUVENILES

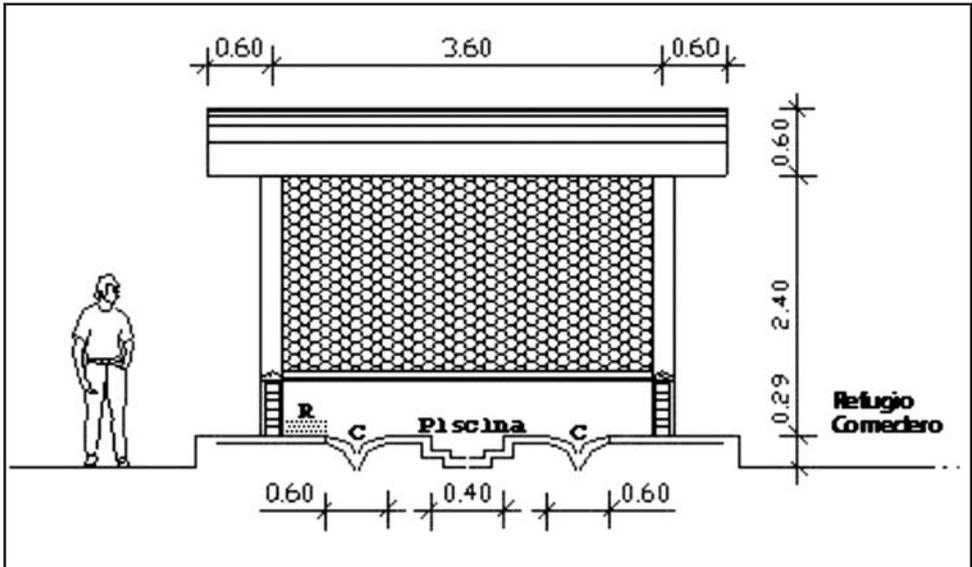
Las áreas para juveniles son descritas basándose en los ensayos realizados por Palacios y Ruiz (1990), y además información de manuales de manejo de rana toro.

El área de juveniles puede ser de cemento o tierra. Al ser de cemento se recomienda que tengan una superficie muy lisa ya que la piel de los anfibios puede irritarse fácilmente en estructuras rugosas. Debe tener una piscina de agua cuya profundidad no supere los 12 cm, y que tenga una inclinación para facilitar la salida a los animales (Figura 11).

Esta área también debe contar con refugios, que son estructuras de madera con una altura de 6 cm. Entre los refugios y la piscina debe existir un espacio para el alimento de los juveniles, que también puede ser de cemento

para facilidad en la limpieza (Figura 11). Los juveniles (Estadío 46) mantenidos en el Centro Fátima tuvieron una LRC promedio de 49 mm, y el peso de 12 g (Gallardo, 2001b).

Figura 11. Corte longitudinal del área de juveniles.



### Densidad

La cantidad de individuos en esta área será de 75 juveniles por metro cuadrado (Imagos, 1996).

### Alimentación

La alimentación ha sido un problema de difícil solución para los rani-cultores, ya que en un inicio los individuos no consumen alimento inerte. Por tal razón, la alimentación recomendada en una etapa inicial es de insectos vi-

vos, ofrecidos tres veces al día. Luego, paulatinamente se les ofrece balanceado para pescado con 40 % de proteína alcanzando una proporción de 50 % de insectos (moscas) y 50 % de balanceado (Palacios y Ruiz, 1990). Los métodos utilizados para atraer insectos o simular movimiento son: iluminación nocturna, trozos de carne colgados, basura orgánica o comederos vibratorios. Estos métodos son útiles para estimular la alimentación en juveniles y adultos. La alimentación debe ser diaria y a una misma hora.

## Moscas

La cría de la mosca doméstica se realiza en una estructura cúbica hecha de tela de mosquitero (1 x 1 x 1 m), en cuyo interior se coloca un plato con leche o azúcar diluida en agua, en ambos casos se coloca un papel filtro o esponja para evitar que los animales se queden adheridos al fluido. También se coloca bandejas con harina de cereal o afrechillo de trigo humedecido, donde las moscas depositarán los huevos, luego se obtendrán larvas las cuales a los dos días serán pupas y a los siete días eclosionan las moscas. Al obtener las larvas estas deben ser alimentadas con materia orgánica, para finalmente ser mezcladas con balanceado y ser ofrecidas a las ranas tanto del sector de juveniles como de adultos (Imagos, 1996; CFN, 1998).

## Grillos

Los grillos (*Acheta spp.*) pueden ser criados en cubetas de plástico con paredes lisas y rectas para evitar su escape; además, colocar cinta adhesiva también impide su escape. En el interior de las tinas deben ir pedazos de cartón (por ejemplo hueveras) que sirven como refugios, y un bebedero para proveer de líquido a los animales. La alimentación debe ser diaria para los grillos, la cual se basa en balanceado u hojas como col, lechuga, o frutas. También se debe colocar un recipiente con tierra ó gasas de algodón húmedas para la colocación de huevos.

Aproximadamente una hembra puede depositar 400 huevos, los mismos que eclosionarán en 15 días. Se debe tener especial cuidado en la temperatura dentro de las tinas, ésta no debe exceder de 33°C, además, debe existir una humedad mayor a 30 %. Se debe procurar revisar diariamente los

envases de los huevos para proveerles de humedad y evitar que se contaminen con hongos.

## ÁREA DE ADULTOS

Esta área puede ser de 45 m<sup>2</sup>. Es necesario que esté alejada de ruidos que puedan impedir que las ranas se reproduzcan, además se deberán hacer chequeos diarios para retirar las desovas que hayan sido colocadas en las piscinas. Las desovas deben colocarse sobre redes plásticas, las mismas que se describen en el área de renacuajos.

### Densidad

El número de ranas por metro cuadrado será de dos (Palacios y Ruíz, 1990) ó 10 (CFN, 1998). La proporción puede ser de una hembra por macho.

### Dimorfismo sexual

Resulta difícil diferenciar a los machos de las hembras a simple vista, ya que no poseen datos morfométricos diferentes o coloración que los identifique. Sin embargo, en el período de reproducción se puede observar a las hembras con un abdomen más prominente que los machos. Además, únicamente los machos emiten un canto durante éste período. La edad reproductiva de los machos es de 9 a 12 meses, con un peso mayor a 50 g. En hembras la edad reproductiva es de 12 a 15 meses con un peso mayor a los 65 g (Palacios y Ruíz, 1990).

### Alimentación

En un ranario tradicional se ofrece larvas de mosca mezclada con balanceado, es decir similar al área de juveniles.

## PROBLEMAS EN EL MANEJO

PROBLEMA	CAUSA	SOLUCIÓN
Debilitamiento general y pérdida de peso	Incorrecta alimentación	Revisar ración y calidad de alimentos
Animales flacos y desnutridos	Microbacterias presentes	Desinfección del área
Animales heridos y/o muertos	Ataque de depredadores	Extremar seguridad
Muerte brusca del lote	Alta temperatura o contaminación del agua	Control en parámetros físicos y químicos
Manchas blancas en la piel	Parásitos cutáneos, hongos	Aplicación de fármacos
Manchas blancas con heridas y lesiones en las ranas	Canibalismo	Ubicación y clasificación correcta de los animales
De sordenes intestinales	Infecciones bacterianas	Control de alimentación

## RECETAS

Indígenas del grupo Quichua, que viven a orillas del río Cotapino (Orellana), y algunos colonos de la zona, se alimentan de larvas y adultos de *Rana palmipes*. A las larvas les quitan la piel, los intestinos, y los asan, o los cocinan en agua; a los adultos les quitan la piel y vísceras, y la carne es frita en aceite o asada al carbón (Gallardo, 2001a).

También son preparados en maito, ayampaku o yunkumá (términos quichua y shuar) que es un sistema de cocinar que consiste en colocar el alimento dentro de un paquete de hojas para luego ponerlo sobre la brasa. Previamente a las ranas se les quita las vísceras y la piel (Bianchi, 1988).

### Ranas a la milanesa (6 personas)

#### *Ingredientes*

12 ranas  
1 taza de harina o pan rallado  
2 huevos  
jugo de 2 limones  
perejil picado  
sal, pimienta  
y nuez moscada al gusto.

#### *Preparación*

Limpia las ranas, lavarlas y secarlas bien. Tomar la harina o pan rallado y agregarle abundante sal, pimienta y nuez moscada. Mezclar muy bien e ir empapando las ranas. Luego pasarlas por huevo batido en abundante aceite caliente. En un recipiente se prepara el aderezo mezclando el jugo de limón, con el perejil, la sal y pimienta. Se sirve las ranas calientes y con el aderezo.

### Ranas al gratín (4 personas)

#### *Ingredientes*

8 ranas  
1 vaso de vino  
hierbas aromáticas  
sal y pimienta al gusto  
Salsa blanca:  
100 g de manteca  
2 cucharadas de harina  
1 litro de leche  
queso rallado

#### *Preparación*

Limpia, lavar y secar las ranas. Ponerlas a cocinar con el vino, sal, pimienta y hierbas aromáticas. Aparte preparar la salsa blanca con los ingredientes descritos. Una vez cocidas las ranas, se las pasa al horno, luego se coloca la salsa blanca y se espolvorea con queso rallado. Finalmente se coloca en el horno para gratinar.

Tomado de Barbado (1993).

## GLOSARIO

**Descarga.** Es el total de agua de una corriente que pasa por un punto, en un determinado período.

**Juvenil.** Rana postmetamórfica hasta el tiempo de madurez sexual.

**Larva.** Individuo postembriónico en Estadíos 26–41.

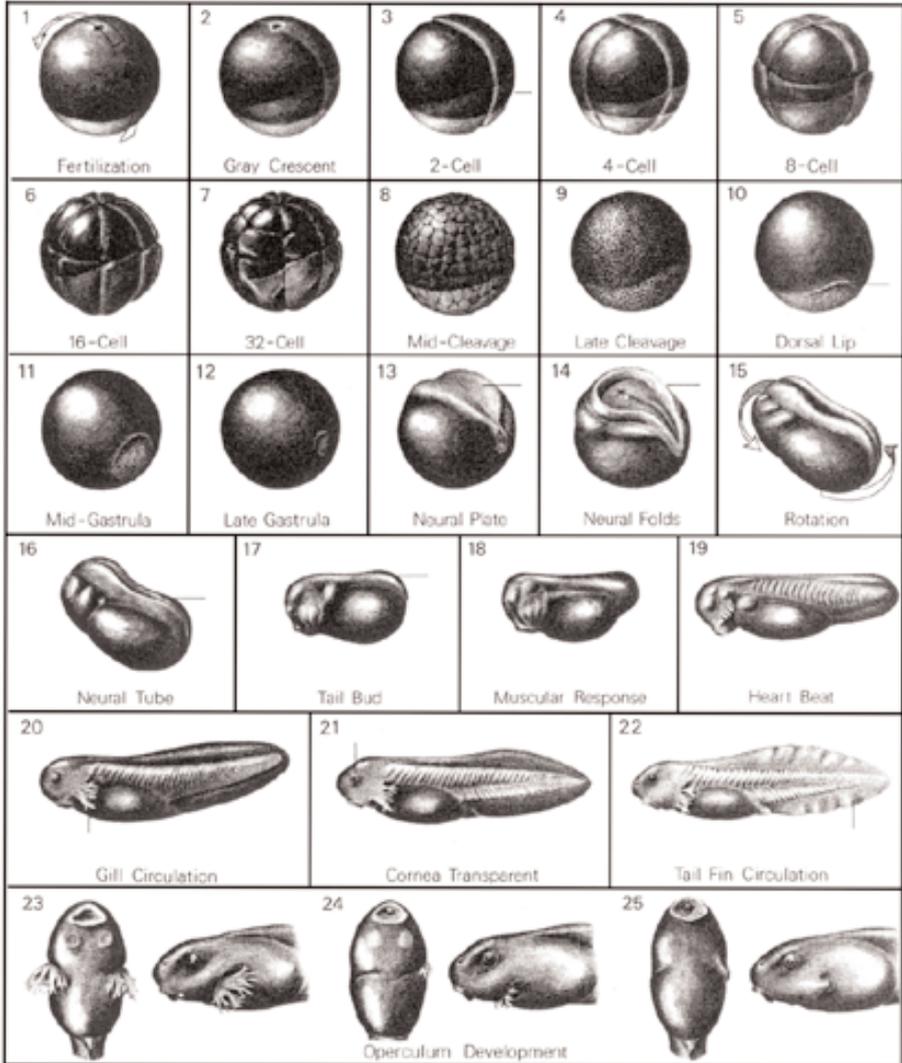
**Metamorfosis.** Serie de cambios abruptos postembriónicos que incluye transformaciones estructurales, fisiológicas, bioquímicas y etológicas.

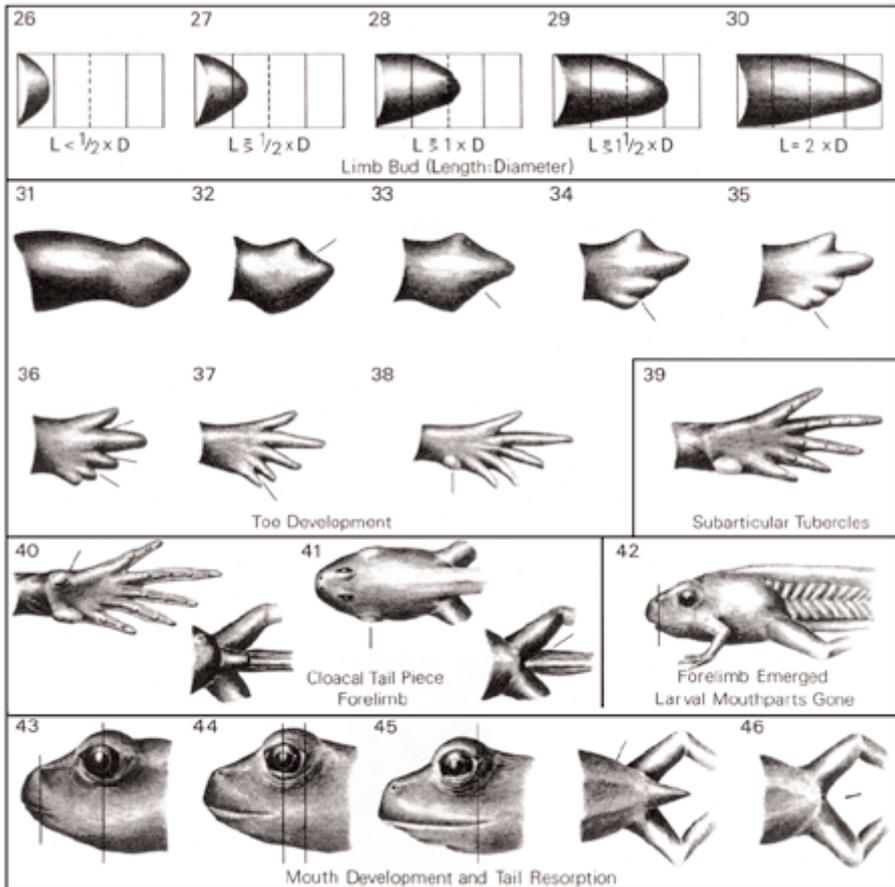
**Oxígeno disuelto.** Es una variable importante en acuicultura. Depende de la temperatura del agua, además de materia orgánica y vegetación acuática sumergida.

**Renacuajo.** Larva de una rana entre Estadíos 25–41.

**Velocidad de corriente.** Es la distancia que recorre una masa de agua en una unidad de tiempo.

## Anexo 1. Estadios (1–46) del desarrollo en anuros (Duellman y Trueb, 1986).







## LITERATURA CITADA

- AAHRI (The Aquatic Animal Health Research Institute). 1994. Diseases of cultured frogs in Thailand. AAHRI Newsletter Article 3 (2): 1–5.
- Acosta, A.R. 1999. Distribución, variación y estatus taxonómico de las poblaciones del complejo *Rana palmipes* (Amphibia: Anura: Ranidae) en Colombia. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales 23: 215–224.
- BCE (Banco Central del Ecuador). 1998–2004. Departamento de Comercio Exterior. Exportación de ancas de rana. Partida N°. 0208200000. (Consulta: Enero de 2004).
- Barbado, J.L. 1993. Cría rentable de ranas. Editorial Albatros. Buenos Aires, Argentina.
- Bianchi, C. 1988. El Shuar y el ambiente. Ediciones Abya-Yala. Quito, Ecuador. 269 pp.
- Black, J.H. 1969. The frog genus *Rana* in Montana. Northwest Science 43: 191–195.
- Bury, B.R., y Whelan, J. 1984. Ecology and management of the bullfrog. United States Department of the Interior. Fish and Wildlife Service. Resource Publication 155: 1–23.
- Casares, P. 1992. Informe sobre el desarrollo del Forum “Análisis de la ranicultura en el Ecuador”. Fundación Herpetológica Gustavo Orcés. Quito, Ecuador.
- Casas, G.A., Aguilar, X.M., y Cruz, R.A. 2001. La introducción y el cultivo de la rana toro (*Rana catesbeiana*). ¿Un atentado a la biodiversidad de México?. [en línea]. Marzo 2001. <http://ergosum.uaemex.mx/marzo01/casas.html> (Consulta: Noviembre 2001).
- Castro, H.F., Bolivar, W., Daza, J.D., y Velasquez, A. 1998. Estudio para monitoreo y control de la rana toro *Rana catesbeiana* en la cuenca del río Cauca, valle del Cauca. Universidad del Valle. Cali, Colombia.
- Cohen, N.W. 1975. California anurans and their adaptations. Terra 13: 6–13.

- Coloma, L.A., Quiguango-Ubillús, A. 2000–2004. Anfibios de Ecuador: lista de especies y distribución altitudinal. [en línea]. Ver. 1.3 (2 Abril 2001). Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <<http://www.puce.edu.ec/Zoologia/vertebrados/amphibiawebec/index.html>> (Consulta: Marzo 2004).
- Coloma, L. A., Quiguango-Ubillús, A., Ron, S. R. 2000–2004. Reptiles de Ecuador: lista de especies y distribución. Crocodylia, Serpentes y Testudines. [en línea]. Ver. 1.1. 25 Mayo 2000. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. <<http://www.puce.edu.ec/Zoologia/repecua.htm>> (Consulta: Marzo 2004).
- Coloma, L.A., y Ron, S. 2001. Ecuador Megadiverso. Anfibios, reptiles, aves y mamíferos/ Megadiverse Ecuador. Amphibian, reptiles, birds and mammals. Serie de Divulgación del Museo de Zoología. Centro de Biodiversidad y Ambiente, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Quito, Ecuador. 1: 140 pp.
- CFN (Corporación Financiera Nacional). 1998. Proyecto cría de rana toro en cautiverio. Quito, Ecuador. 108 pp.
- Culley, D.D., Horseman, N.D., Amborski, R.L., y Meyers, S.P. 1978. Current status of amphibian culture with emphasis on nutrition, diseases and reproduction of the bullfrog *Rana catesbeiana*. Proceedings of the World Mariculture Society 11: 653–669.
- Daza-Vaca, J.D., y Castro-Herrera, F. 1999. Hábitos alimenticios de la rana toro (*Rana catesbeiana*) Anura: Ranidae, en el valle del Cauca, Colombia. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales 23: 265–274.
- Duellman, W.E. 1978. The biology of an equatorial herpetofauna in Amazonian Ecuador. University of Kansas, Museum of Natural History. Miscellaneous Publication 65: 1–352.
- Duellman, W.E., y Trueb, L. 1986. Biology of amphibians. McGraw-Hill Book Company. New York, U.S.A. 670 pp.
- English Nature. 2000. Bullfrog Alert!. [en línea]. 30 Septiembre 2000. <<http://www.englishnature.org.uk/news/story.asp?ID=220>> (Consulta: Diciembre 2001).

- Enríquez, M.S. 1999. Fauna herpetológica amazónica, especies representativas. Comunidec, Abya-Yala, Centro Tecnológico de Recursos Amazónicos de la OPIP. Quito, Ecuador. 70 pp.
- Fajardo, A., Tobar, O.C., y Quintero, G. 1990. Estudio ecológico acerca de la introducción de rana toro (*Rana catesbeiana*) a Colombia. Instituto Nacional de los Recursos Naturales Renovables y del Ambiente. Bogotá, Colombia. 45 pp.
- Frank, N., y Ramus, E. 1995. A complete guide to scientific and common names of reptiles and amphibians of the world. Pottsville. 377 pp.
- Frost, D.R. 2002. Amphibian species of the world: [en línea]. Ver 2.20. 1 September 2000. Museum of Natural History. New York, USA. <<http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html>> (Consulta: Marzo 2004).
- Gallardo, G.G. 2001a. Aspectos de la biología reproductiva con énfasis en el crecimiento larval de *Rana palmipes* Spix, 1824 (Anura: Ranidae) en la Amazonía ecuatoriana. Tesis de Licenciatura, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Quito, Ecuador. 88 pp.
- Gallardo, G.G. 2001b. Ensayos para la crianza y manejo en granja de *Rana palmipes* (Anura: Ranidae) en la Amazonía ecuatoriana. Informe final de actividades, Centro Tecnológico de Recursos Amazónicos-OPIP. Pastaza, Ecuador. 6 pp.
- Gallardo, G.G. 2002. Ranicultura. Ecuador Terra Incógnita N° 18. Imprenta Mariscal. Quito, Ecuador.
- Hammerson, G.A. 1982. Bullfrog eliminating leopard frogs in Colorado. Herpetology Review 13: 115–116.
- Harvey, P.F., Andrews, R.M., Cadle, J.E., Crump, M.L., Savitzky, A.H., y Wells, K.D. 1998. Herpetology. Prentice-Hall. New Jersey, U.S.A. 577 pp.
- Hayes, M.P., y Jennings, M.R. 1986. Decline of ranid frogs species in western North America: are bullfrogs (*Rana catesbeiana*) responsible?. Journal of Herpetology 20: 490–509.
- Hermosilla, I. 1995. Contribución al estudio de la biología de la reproducción de la rana chilena *Caudiverbera caudiverbera* y su aplicación al desarrollo de la ranicultura en Chile. Technofrog 95. Viscosa, Brasil 2: 131–143.

- Hernández-Camacho, J. 1971. Aspectos sobre introducción de especies exóticas. Primer Seminario sobre la Piscicultura en Colombia. Instituto Nacional de Recursos Naturales Renovables y del Ambiente. 62 pp.
- Hillis, D.M., y de Sá, R. 1988. Phylogeny and taxonomy of the *Rana palmipes* group (Salientia: Ranidae). Herpetological Monographs 2: 1–26.
- Imagos, 1996. Seminario introductorio a la ranicultura. Quito, Ecuador. 67 pp.
- INDERENA (Instituto Nacional de los Recursos Naturales Renovables y del Ambiente). 1991. Acuerdo No. 0042. Emitido el 9 de agosto de 1991. Ministerio de Agricultura. Bogotá, Colombia.
- INEFAN (Dirección Nacional de Áreas Naturales y Vida Silvestre). 1996. Criaderos de rana toro en la mira del INEFAN. Diálogos con la naturaleza. Proyecto INEFAN-GEF. Quito, Ecuador 5: 5–6.
- Jameson, D.L. 1956. Growth, dispersal and survival of the Pacific tree frog. *Copeia* 1956 (1): 25–29.
- Khon, E.O. 2002. Natural engagements and ecological aesthetics among the Avila Runa of Amazonian Ecuador. Dissertation for the degree of Doctor of Philosophy (Anthropology) at the University of Wisconsin-Madison, USA.
- Licht, L E., 1967. Growth inhibition in crowded tadpoles: intraspecific and interspecific effect. *Ecology* 48: 736–743.
- Lopes, S.L. 1998. Ranicultura: [en línea]. Ver 4.0. 28 diciembre 1998. Universidad Federal de Vicosa, Brasil.  
<<http://www.ufv.br/dta/rana.htm>> (Consulta: Septiembre 2001).
- Martínez, I.P., Herráez, P.M., Domínguez, M.C., y Álvarez, R. 1993. Nutritional use of diets by *Rana perezi* Seoane larvae. *Aquaculture and Fisheries Management* 24: 507–516.
- Mazzoni, R. 2000. Diseases in farmed american bull frog (*Rana catesbeiana* Shaw, 1802) in Uruguay. Getting the jump! on Amphibian diseases. Abstract for Scientific Conference. Cairns, 26–27.
- Mittermeier, R.A., Robles, P., y Goettsch, C. 1997. Megadiversidad, los países biológicamente más ricos del mundo. CEMEX, Quebecor Printing. Canadá. 501 pp.
- Morales, P., y Schjellerup, I. 1999. La gente y su cultura. En: La gente y la biodiversidad. Dos estudios en comunidades de las estribaciones de los

- Andes en Ecuador (H. Borgtoft, F. Skov, J. Fjeldsa, I. Schjellerup y B. Ollgaard eds.) pp. 53 y 117. Centro para la Investigación de la Diversidad Cultural y Biológica de los Bosques Pluviales Andinos, Dinamarca y Ediciones Abya Yala. Quito, Ecuador.
- Moyle, P.B. 1973. Effects of introduced bullfrogs (*Rana catesbeiana*) on the native frogs of the San Joaquín Valley California. *Copeia* 1973 (1): 18–22.
- Mundo Shuar. 1977. Los Animales. Redescubriendo nuestro mundo. Centro de documentación e investigación Cultura Shuar. Imprenta del Colegio Técnico Don Bosco. Macas, Ecuador. 1 (A).
- Mundo Shuar. 1978. Actividades y técnicas. Centro de Documentación e Investigación Cultural Shuar. Segunda edición. Macas, Ecuador. 2 (A).
- Palacios, I.D., y Ruiz, N.R. 1990. Algunos aspectos biológicos y factibilidad de producción de *Rana palmipes* (Spix, 1824), en zoocriaderos. Tesis de Licenciatura, Universidad de La Salle. Bogotá, Colombia.
- Péfaur, J.E., y Sierra, N.M. 1995. Status of *Leptodactylus labyrinthicus* (Calf frog, rana ternero) in Venezuela. *Herpetological Review* 26 (3): 124–127.
- Peyrefitte, A. 1997. Milagros económicos. Editorial Andrés Bello. Barcelona, España. 256 pp.
- Reptile Hobbyist. 1997. Bully Sri Lanka. *R & A Quicks* 3: 20.
- Richards, C.M. 1958. The control of tadpole growth by alga-like cells. *Physiological Zoology* 35: 285–296.
- Rodríguez, L., y Duellman, W.E. 1994. Guide to the frogs of the Iquitos Region, Amazonian Peru. Museum of Natural History University of Kansas. Miscellaneous Publication 22: 78–80.
- Roldán, G. 1992. Fundamentos de limnología neotropical. Editorial Universidad de Antioquía. Bogotá, Colombia.
- Rueda-Almonacid, J.V. 1999. Situación actual y problemática generada por la introducción de “rana toro” a Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas Físicas y Naturales* 23: 367–393.
- Speare, R., y Berger, L. 2000. Global distribution of chytridiomycosis in amphibians: [en línea]. 11 Noviembre 2000.  
<<http://www.jcu.edu.au/school/phtm/PHTM/frogs/chyglob.htm>>  
(Consulta: Octubre 2001).

- Stebbins, R.C., y Cohen, N.W. 1995. A natural history of amphibians. Princeton Academic Press. New Jersey, U.S.A. 316 pp.
- Tapia, M., y Viteri, L. 1993. Domesticación, manejo y producción de cinco especies de mamíferos silvestres y dos aves del oriente ecuatoriano. En: Salud y población indígena de la amazonía. (E. Estrella y A. Crespo, eds.) pp. 87–93. Vol. 1. Memorias del I Simposio Salud y Población Indígena de la Amazonía. Quito, Ecuador.
- Werner, E.E., Wellborn, G.A., y McPeck, M.A. 1995. Diet composition in post-metamorphic bullfrogs and green frogs: implications for interspecific predation and competition. *Journal of Herpetology* 29 (4): 600–607.