
***IRISOBRILLIA LONGICOSTA* OLIVER, 1985 (DIPTERA:
CHIRONOMIDAE: ORTHOCLADIINAE) TAKEN IN SOUTH BRAZIL**

Trond Andersen¹ & Humberto F. Mendes^{2,3}

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03904022004>

Date Received 06/22/2004

Revised 09/13/2004

Accepted 10/01/2004

Museum of Zoology, University of Bergen, Musépllass 3, N-5007 Bergen, Norway

¹E-mail: trond.andersen@zmb.uib.no

²E-mail: hfmendes@usp.br

³Corresponding author

Abstract

Irisobrillia longicosta Oliver, originally described from Venezuela, is taken in Malaise traps close to small rivers in the state of Santa Catarina in south Brazil. The specimens from Brazil are small compared to the types from Venezuela, and are thus described in some detail. *Irisobrillia* is the only genus of the primitive Orthocladiinae close to the genus *Brillia* Kieffer occurring in the Neotropical region.

Key words: *Irisobrillia*, *Orthocladiinae*, *Brazil*, *redescription*.

Introduction

The genus *Irisobrillia* was erected by Oliver (1985) based on *I. longicosta* Oliver, 1985 from Venezuela. Oliver (1985) considered one female from St. Vincent recorded as *Erycnemus* sp. by Sæther (1981) as conspecific with the males from Venezuela. Sæther & Wang (1992) described the female from St. Vincent and pointed out that it is considerably smaller than the males and that it also apparently lacks setae on squama, which is found in the males. Later *I. longicosta* has also been recorded from Costa Rica (Watson & Heyn 1992) and Nicaragua (Spies & Reiss 1996).

Irisobrillia is the only genus of the primitive Orthocladiinae close to the genus *Brillia* Kieffer occurring in the Neotropical region. Other genera belonging to this group are *Austrobrillia* Freeman, *Erycnemus* van der Wulp, *Euryhapsis* Oliver, *Pseudobrillia* Niitsuma, *Tokyobrillia* Kobayashi & Sasa, and *Xylotopus* Oliver. *Irisobrillia* has a simple gonostylus similar to *Pseudobrillia* and *Tokyobrillia*, and a key to the species of these three genera is given by Sæther & Wang (1992).

The record of *I. longicosta* from the state of Santa Catarina in south Brazil extends the known range of the species considerably. The original description of the species was based on three males only. The tarsi were lost in all three specimens and also other features are not described and figured in detail. As the species appears to be quite variable, we therefore decided to figure and describe the males from Brazil in some detail.

Methods and terminology

The material was mounted on slides in Canada balsam following the procedure outlined by Sæther (1969). The general terminology follows Sæther (1980). The measurements are given as ranges followed by a mean.

The specimens are deposited in the Museum of Zoology (ZMBN), Bergen, Norway and in the Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP), São Paulo, Brazil.

Irisobrillia longicosta Oliver

(Figs. 1-9)

Irisobrillia longicosta Oliver, 1985 : 1109

Erycnemus sp. Sæther, 1981 : 2

Material examined: Brazil: Santa Catarina: São Bento do Sul, 26°19'25.6"S 48°18'26.5"W, 13-16.x.2001, 660 m a.s.l., 11 males, Malaise trap, M.V. Yamada leg. (6 males MZUSP, 5 males ZMBN). Santa Catarina: Florianópolis, Unidade de Conservação Desterro (UCAD), 27°31'50,8"S, 48°30'44,3"W 08.ii-05.iii.2004, 2 males, Malaise trap, L.C. Pinho & H. F. Mendes leg. (MZUSP).

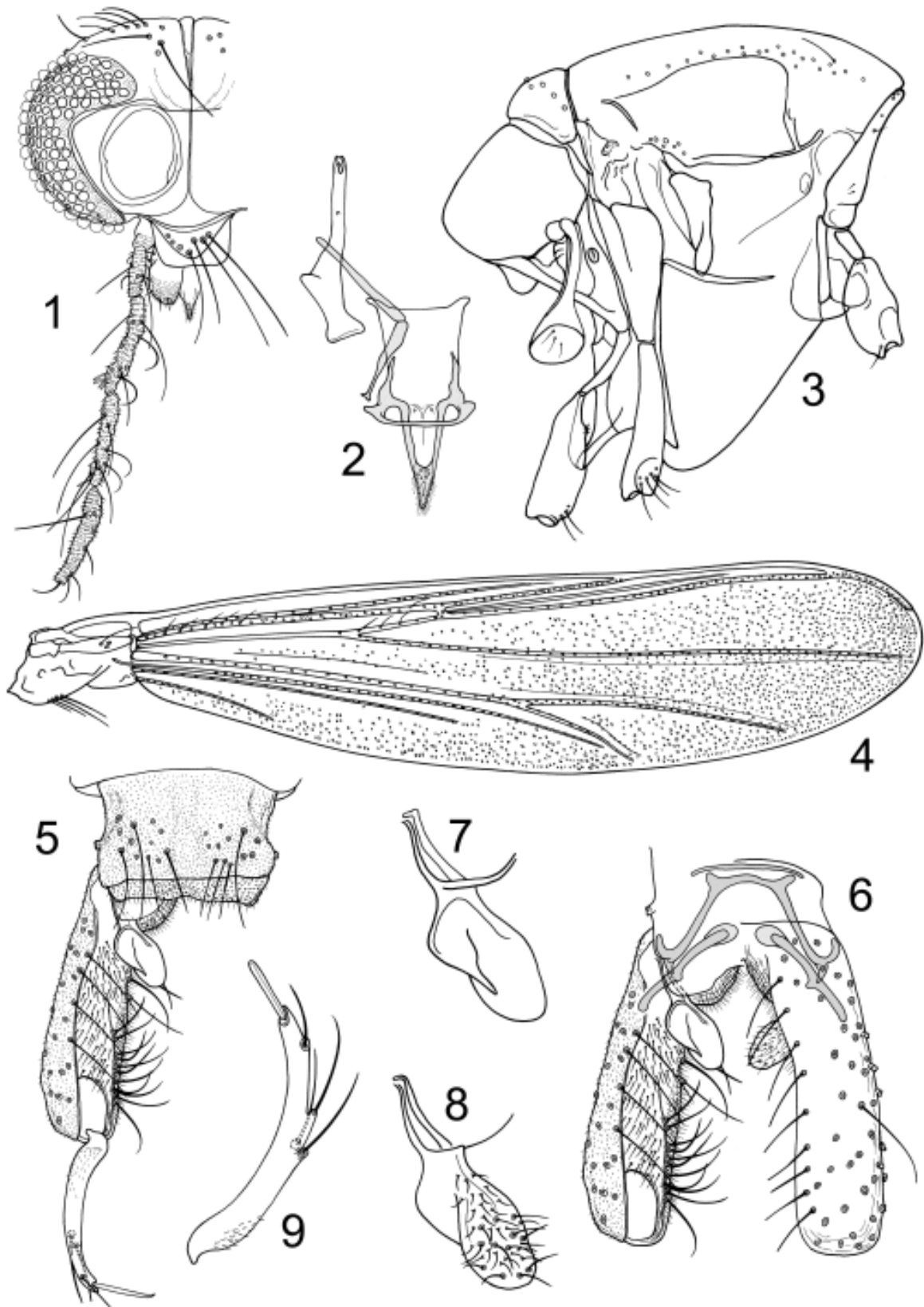
Male (n = 8-10): Total length 2.43-3.21, 2.88 mm. Wing length 1.32-1.75, 1.56 mm. Total length / wing length 1.71-1.95, 1.84. Wing length / length of profemur 2.24-2.37, 2.32. Coloration: thorax brown, legs light brown, abdomen with brownish band in oral half of tergites II-VI, band often indicated also on tergite I and VIII.

Head (Fig. 1). AR 0.87-1.47, 1.14. Ultimate flagellomere 312-588, 443 µm long. Temporal setae 13-21, 16; including 4-10, 8 inner verticals; 2-5, 3 outer verticals; and 3-8, 5 postorbitals. Clypeus with 4-10, 7 setae. Tentorium, stipes and cibarial pump as in Fig. 2. Tentorium 111-139, 123 µm long; 21-29, 25 µm wide. Stipes 107-133, 117 µm long; 12-18, 16 µm wide. Palp segment lengths (in µm): 18-25, 22; 39-57, 51; 94-139, 118; 76-107, 93; 86-123, 107. Third palpal segment with 3-5 sensilla clavata in apical one-third, sometimes with additional 1-2 sensilla clavata medially, 13-16 µm long; fourth palpal segment with 2 sensilla clavata subapically, 11-14 µm long.

Thorax (Fig. 3). Antepronotum with 4-9, 6 dorsomedian and 0-3, 2 ventrolateral setae. Dorsocentrals 16-22, 20, starting close to antepronotum; prealars 3-8, 6; supraalar 1. Scutellum with 5-8, 7 setae.

Wing (Fig. 4). VR 1.61-1.88, 1.73. C extension 127-195, 159 µm long. Brachiolum with 2-4, 3 setae; C extension with 36-53, 43 non-marginal setae; Sc with 25-43, 32 setae; R with 27-46, 36; R₁ with 14-42, 33; R₄₊₅ with 44-74, 63; RM with 2-5, 3; M with 0-1, 0; M₁₊₂ with about 81-109, 102; M₃₊₄ with 32-47, 42; Cu with 26-56, 45; Cu₁ with 15-24, 20; PCu with 44-84, 65; and An with 16-29, 25 setae. Wing membrane with 7-24, 14 setae in cell m basally of RM, other cells extensively setose. Squama with 1-4, 3 setae.

Legs. Spur of front tibia 36-44, 40 µm long; spurs of



Figs 1-9. *Irisobrillia longicosta* Oliver, 1985, male imago from Brazil. 1, head; 2, tentorium, stipes and cibarial pump; 3, thorax; 4, wing; 5, tergite IX and dorsal aspect of left gonocoxite and gonostylus; 6, hypopygium with tergite IX and anal point removed, left dorsal aspect, right ventral aspect; 7, superior volsella, dorsal; 8, superior volsella, ventral; 9, gonostylus.

Table 1. Lengths (in μm) and proportion of legs of *Irisobrillia longicosta* Oliver ($n = 5-10$).

	fe	ti	ta ₁	ta ₂	ta ₃	ta ₄
P ₁	621-735, 691	678-801, 766	612-719, 690	302-384, 351	212-278, 252	139-172, 160
P ₂	580-768, 693	556-760, 684	335-490, 413	155-237, 203	114-179, 148	82-106, 95
P ₃	613-792, 723	678-915, 822	402-596, 504	221-327, 276	139-261, 202	90-163, 118
	ta ₅	LR	BV	SV	BR	
P ₁	57-65, 60	0.88-0.91, 0.90	2.50-2.69, 2.63	2.12-2.17, 2.14	4.40-5.63, 5.23	
P ₂	41-57, 49	0.60-0.65, 0.61	3.50-3.69, 3.58	3.08-3.39, 3.29	5.20-6.00, 5.58	
P ₃	49-74, 60	0.59-0.65, 0.62	2.88-3.65, 3.18	2.86-3.27, 3.03	5.33-7.92, 6.67	

middle tibia 35-47, 41 μm and 36-47, 42 μm long; spurs of hind tibia 44-58, 50 μm and 47-61, 53 μm long. Width at apex of front tibia 33-40, 37 μm ; of middle tibia 35-47, 41 μm ; of hind tibia 36-47, 42 μm . Comb lacking. Lengths and proportions of legs as in Table 1.

Hypopygium (Figs 5-6). Tergite IX with 15-25, 20 setae in two groups; laterosternite IX with 1-3, 2 setae. Phallapodeme 74-96, 85 μm long; transverse sternapodeme 47-66, 59 μm long. Gonocoxite 211-246, 227 μm long. Superior volsella (Figs 7-8) 55-66, 61 μm long; 23-28, 25 μm wide; with 12-16, 14 weak setae and strong microtrichia ventrally. Gonostylus (Fig. 9) 109-146, 128 μm long; megasetae 39-46, 42 μm long; with 2-3, 2 preapical seta, 49-62, 56 μm and 39-54, 48 μm long; and 1 subapical seta, 28-41, 34 μm long. HR 1.69-1.93, 1.79; HV 2.05-2.45, 2.26.

Remarks

The Brazilian specimens falls well within the species description given by Oliver (1985), although they might be comparatively small. The wing of the largest specimen from Venezuela is 2.75 mm long, while the wing length of the largest Brazilian specimen measured is 1.75 mm.

The specimens from São Bento do Sul were sampled during a project carried out by the Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo on the biodiversity of Hymenoptera in the remains of the Atlantic Forest. The specimens collected in Unidade de Conservação Desterro were caught in a Malaise trap situated close to a fast flowing stream with sandy bottom. Biodiversity studies, headed by Dr. Carlos Brisola Marcondes, Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), have been carried out in this area.

The immatures of *Irisobrillia* remain unknown.

Acknowledgements

We are indebted to M. V. Yamada for providing us with the material from São Bento do Sul. The junior author received a grant from FAPESP (00/05903-9 and 02/12180-9) within the BIOTA/FAPESP – The Biodiversity Virtual Institute Program (www.biota.org.br). Thanks are also due to the Programa de Pós-Graduação em Entomologia da FFCLRP-USP (CAPES-PROAP) for financial support during fieldwork.

References

- OLIVER, D.R. 1985. Review of *Xylotopus* Oliver and description of *Irisobrillia* n. gen. (Diptera: Chironomidae). *Can Ent.* 117:1093-1110.
- SÆTHER, O.A. 1969. Some Nearctic Podonominae, Diamesinae and Orthocladiinae (Diptera : Chironomidae). *Bull. Fish. Res. Bd Can.* 107:1-154.
- SÆTHER, O.A. 1980. Glossary of Chironomid morphology terminology (Diptera : Chironomidae). *Ent. scand., Suppl.* 14:1-51.
- SÆTHER, O.A. 1981. Orthocladiinae (Diptera : Chironomidae) from the British West Indies, with description of *Antillocladius* n. gen., *Lipurometriocnemus* n. gen., *Compterosmittia* n. gen. and *Diplosmittia* n. gen. *Ent. scand., Suppl.* 16:1-46.
- SÆTHER, O.A. & WANG, X. 1992. *Euryhopsis fuscipropes* sp. n. from China and *Tokyobrillia anderseni* sp. n. from Tanzania, with a review of genera near *Irisobrillia* Oliver (Diptera : Chironomidae). *Annls Limnol.* 28:209-223.
- SPIES, M. & REISS, F. 1996. Catalog and bibliography of Neotropical and Mexican Chironomidae (Insecta, Diptera). *Spixiana, Suppl.* 22: 61-119.
- WATSON, C.N., Jr. & HEYN, M.W. 1992. A preliminary survey of the Chironomidae (Diptera) of Costa Rica, with emphasis on the lotic fauna. *Neth. J. Aquatic Ecol.* 26: 257-262.

Title: *Irisobrillia longicosta* Oliver, 1985 (Diptera: Chironomidae: Orthocladiinae) taken in south Brazil

Authors: Trond Andersen & Humberto F. Mendes

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 4): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03904022004>

Date Received 06/22/2004 - Revised 09/13/2004
 Accepted 10/01/2004

ISSN 1676-0611

HOW MUCH IS A PUMA WORTH? ECONOMIC COMPENSATION AS AN ALTERNATIVE FOR THE CONFLICT BETWEEN WILDLIFE CONSERVATION AND LIVESTOCK PRODUCTION IN BRAZIL

Luciano M. Verdade & Cláudia B. Campos

Biota Neotropica v4 (n2) –<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+BN02204022004>

Date received: 01/28/2004

Revised: 06/24/2004

Accepted: 07/01/2004

Laboratório de Ecologia Animal / LZT / ESALQ / USP
Caixa Postal 09
Piracicaba, SP 13418-900 BRASIL
Fone: 55-19-34294223
Fax: 55-19-34294055
Email: lmv@esalq.usp.br

Abstract

In this article a case of sheep predation by pumas is presented and used as an example for evaluating the damage and the cost of economic compensation mitigating action for the conflicts between wildlife conservation and livestock production in Brazil. The relative advantages of this kind of action are discussed, considering the Brazilian scenario.

Key words: *conservation, wildlife management, damage control, puma, carnivore, extension*

Resumo

No presente artigo, um caso de predação de ovelhas por pumas é apresentado e usado como exemplo para o cálculo de danos e do custo da compensação econômica como medida mitigadora dos conflitos entre a conservação da fauna e a produção animal no Brasil. As vantagens deste tipo de medida em relação a outras são discutidas no contexto brasileiro.

Palavras-chave: *conservação, manejo de fauna, controle de danos, pumas, carnívoros, extensão*

Hunting is forbidden in Brazil since 1967 (Federal Law No. 5.197 from January 1967). According to Brazilian legislation, wildlife belongs to the state, not to landowners. However, in recent years, there has been an increasing number of wildlife-livestock conflicts with losses to both sides. This is especially true for regions such as the State of São Paulo, which is one of the most developed areas of Brazil and, at the same time, harbors one of the largest portions of remaining Atlantic Forest. Human-wildlife conflicts are becoming one of the major concerns for conservation biologists in the world for three basic reasons: humans are increasingly entering remote carnivore habitats, many large-carnivore populations are recovering due to conservation efforts, and affected communities demand urgent responses (Treves & Karanth 2003). Because Brazil does not have a Wildlife Service as in other countries, wildlife damage is usually not officially evaluated and wildlife conservation efforts are ineffective.

Here, we describe a case of conflict between wildlife conservation and livestock production in the State of São Paulo, Brazil, involving pumas. In 1997, a paper industry cut a few thousand hectares of *Eucalyptus* plantation in southern São Paulo State. Approximately 20 days later a 2,300 ha neighbor sheep ranch began to suffer puma damage. During the next 12 months, pumas preyed 60 sheep and local hunters killed seven pumas including a nursing female. Pumas were identified as the predators by the ranch manager in all cases and by one of us (LMV) in the last three cases. Pumas kill with bites inflicted from above, often hurting the vertebral column and breaking the neck of the prey (Hawthorne 1980, Cavalcanti 2003). They also may kill by biting through the skull of small preys (Bowns 1976). The sheep rancher estimated total damage as US\$3,600 based on local market prices of sheep meat.

Some months later, the same sheep rancher had a dog attack on his sheep herd resulting in 21 sheep killed on a single night. However, no dog was hunted afterwards because they belonged to the rancher's neighbor. In this case, the dog was identified by some of the ranch's employees during the attack. Dogs normally wound the prey in the neck, front shoulders and ears (Bowns 1976, Cavalcanti 2003). However, contrary to pumas, dogs often attack the hindquarters of the sheep, but little flesh is consumed (Hawthorne 1980).

Wildlife predation on livestock can be minimized through some preventive actions. Caughley & Sinclair (1994) suggest that the first step is to identify the real damage. In general, conflicts arise from the encounter between wildlife and livestock and they should be kept apart. On a large scale this can be done by zoning land use, for example forbidding livestock in a buffer zone around National Parks or large natural areas (Campbell & Hofer 1995). On a smaller scale this can be done by improving livestock management

inside the property through fencing (Huygens & Hayashi 1999, O'Connell-Rodwell *et al.* 2000), night sheltering (Vieira 1967, Ciucci & Boitani 1998), dog guarding (Andelt 1992, Andelt & Hopper 2000), and using frightening devices (Dolbeer *et al.* 1996). For all these options, the correct identification of the predator is essential to an effective carnivore damage control. Feral dogs and cats are usually underestimated and misidentified as livestock predators (Nesbitt 1983, Churcher & Lawton 1987). Tracks, marks on trees, historical reports, and of course direct sighting are indicative of the predators presence in the area. However, carcass disposition is possibly the best way to identify the actual predator (Dolbeer *et al.* 1996).

When preventing the encounter between carnivores and livestock is not feasible, the following control systems have been applied: non-lethal techniques (Shivik *et al.* 2003), translocation of problem animals (Ruth *et al.* 1998, Abbott 2000), compensation of economic losses (Wagner *et al.* 1997, Naughton-Treves *et al.* 2003), culling or sport hunting of problem animals (Hoogesteijn *et al.* 1993), population density reduction (Greentree *et al.* 2000, Landa *et al.* 1999), and eradication (Harris and Saunders 1993, Conner *et al.* 1998). Non-lethal techniques usually involve the use of predator repellents (Musiani *et al.* 2003, Shivik *et al.* 2003) and/or fencing (Allen & Sparkes 2001, Ogada *et al.* 2003). Translocations are usually expensive and ineffective because they require considerable logistics including available sites and trained personnel, and problem individuals usually keep presenting behavioral problems in the new areas where they are released (Hoogesteijn *et al.* 1993). Economic compensation requires an effective program of damage identification and evaluation to avoid fraud (Hueting 1991, Cozza *et al.* 1996). Culling problem individuals is possibly the least expensive method of damage control. In general, local people can identify the specific individual causing damage and the problem is solved at the moment the animal is killed. As suggested by Hoogesteijn *et al.* (1993), sport hunting of problem individuals would also generate economic income for the property where damage occurred. In both systems, however, wildlife populations monitoring and correct and precise identification of problem individuals is required. Moreover, sport hunting is forbidden in Brazil and public opinion may be considerably sensitive about it, especially in urban areas of southern Brazil.

On the other hand, managing wildlife damage at the population level (population density reduction and eradication) may lead local people to identify the species as the problem, not specific individuals. This may result in unnecessary culling, potentially putting conservation of large predators under risk.

The basic difference between the systems above is that one of them (compensation) deals with the subject and the effects of damage and the others with the object and

cause of damage. In a country without an effective wildlife service, economic compensation at a first glance may seem inappropriate because of a high probability of frauds. However, even considering that some overestimating of economic loss may occur, the overall cost of compensation may not be too high, as exemplified in the case reported above. Seven pumas were killed because of a loss of US\$ 3,600, leading to a value US\$ 514.29 per year per puma.

Ranchers are not willing to pay for the conservation of animals that cause loss to their main economic activity. However, if compensated for those losses, they would be stimulated to keep big predators on their land and this would be possibly the cheapest way to promote the conservation of these species (Naughton-Treves *et al.* 2003). As a government strategy, this could be considered a kind of agricultural subsidy like many others. In order to implement such strategy in Brazil, at least three steps would be necessary: change wildlife law (Magnusson, 1993, Mourão 1999), improve formation of wildlife biologists (Verdade 2001), and use the already existing infrastructure of the Agriculture Extension Service (*Casas da Agricultura*) (Verdade 2001).

Brazilian Federal Law No. 5.197 / 67 should be modified in order to distinguish endangered from abundant species that could or should be managed for their economic importance either as renewable resources or plagues (Magnusson, 1993, Mourão 1999). The management of such species can be normally self-sustained because it can generate or save funds. On the other hand, endangered species require full protection and should be prioritized by the government for funding.

Contrary to other countries, there is no tradition of wildlife management in higher-level education of biologists in Brazil. Although, there is an increasing concern about the possible "social implications" of biological problems (Krasilchik 2003), wildlife management is not yet included on the curricula of Biology undergraduate courses in Brazil (Verdade 2001).

Although *Casas da Agricultura* have problems like any other Brazilian government institution they are widespread in the country. Local wildlife biologists working for such institution could be easily trained to identify wildlife damage (Verdade 2001). This way an effective compensation program for large carnivore predation on livestock could be implemented at a relatively low cost and pumas could be possibly kept where they live.

Acknowledgements

Adilson Carmignani provided us access to the sheep ranch and helped in field evaluation of puma's predation. Peter Crawshaw gave us background information and inputs on the problem of large carnivores predation on livestock.

Literature Cited

- ABBOTT, I. 2000. Improving the conservation of threatened and rare mammal species through translocation to islands: case study Western Australia. *Biological Conservation* 93:195-201.
- ALLEN, L.R. & SPARKES, E.C. 2001. The effect of dingo control on sheep and beef cattle in Queensland. *Journal of Applied Ecology* 38:76-87.
- ANDELT, W. F. 1992. Effectiveness of livestock guarding dogs for reducing predation on domestic sheep. *Wildlife Society Bulletin* 20:55-62.
- ANDELT, W. F. AND S. N. HOPPER. 2000. Livestock guard dogs reduce predation on domestic sheep in Colorado. *Journal of Range Management* 53(3):259-267.
- BOWNS, J. E. 1976. Field criteria for predator damage assessment. *Utah Science* 37(1):26-30.
- CAMPBELL, K. & HOFER, H. 1995. People and wildlife: spatial dynamics and zones of interaction. pp. 534-570. *In*: Sinclair, A. R. E. and P. Arcese. [Eds.]. *Serengeti II: Dynamics, Management, and Conservation of an Ecosystem*. University of Chicago Press. Chicago, USA.
- CAUGHLEY, G. & SINCLAIR, A. R. E. 1994. *Wildlife Ecology and Management*. Blackwell. Boston, MA, USA.
- CAVALCANTI, S. M. C. 2003. Manejo e controle de danos causados por espécies da fauna. pp.203-242. *In*: CULLEN, L., JR., RUDRAN, R. & VALLADARES-PADUA, C. [Eds.]. *Métodos de Estudo em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre*. Editora da UFPR. Curitiba, PR, Brasil.
- CHURCHER, P. B. & LAWTON, J. H.. 1987. Predation by domestic cats in an English village. *Journal of Zoology, Lond.* 212:439-455.
- CIUCCI, P. & BOITANI, L. 1998. Wolf and dog depredation on livestock in central Italy. *Wildlife Society Bulletin* 26(3):504-514.
- CONNER, M. M., JAEGER, M. M., WELLER, T. J., & McCULLOUGH, D. R. 1998. Effect of coyote removal on sheep depredation in northern California. *Journal of Wildlife Management* 62(2):690-699.
- COZZA, K., FICO, R., & BATTISTINI, M.-L. 1996. The damage-conservation interface illustrated by predation on domestic livestock in central Italy. *Biological Conservation* 78:329-336.
- DOLBEER, R. A., HOLLER, N. R., & HAWTHORNE, D. W. 1996. Identification and control of wildlife damage. pp. 474-506. *In*: BOOKHOUT, T. A. [Ed.]. *Research and Management Techniques for Wildlife and Habitats*. 5th ed. The Wildlife Society. Bethesda, Maryland, U.S.A.
- GREENTREE, C., SAUNDERS, G., McLEOD, L. & HONE, J. 2000. Lamb predation and fox control in south-eastern Australia. *Journal of Applied Ecology* 37:935-943.

- HARRIS, S. AND SAUNDERS, G. 1993. The control of canids. *Symp. Zool. Soc. Lond.* 65:441-464.
- HAWTHORNE, D. W. 1980. Wildlife damage and control. pp.411-439. In: Schemnitz, S. D. [Ed.]. *Wildlife Management Techniques Manual*. 4th ed. The Wildlife Society. Bethesda, Maryland, USA.
- HOOGESTEIJN, R., HOOGESTEIJN, A., & MONDOLFI, E. 1993. Jaguar predation and conservation: cattle mortality caused by felines on three ranches in Venezuela. *Symp. Zool. Soc. Lond.* 65:391-407.
- HUETING, R. 1991. Correcting national income for environmental losses: A practical solution for a theoretical dilemma. pp.194-213. In: COSTANZA, R. [Ed.]. *Ecological Economics: The Science and Management of Sustainability*. Columbia University Press. New York.
- HUYGENS, O. C. & HAYASHI, H. 1999. Using electric fences to reduce Asiatic black bear depredation in Nagano prefecture, central Japan. *Wildlife Society Bulletin* 27(4):959-964.
- KRASILCHIK, M. 2003. *Prática de Ensino de Biologia*. Edusp. São Paulo, SP, Brasil.
- LANDA A., GUDVANGEN, K., SWENSON, J. E., & ROSKAF, E.. 1999. Factors associated with wolverine *Gulo gulo* predation on domestic sheep. *Journal of Applied Ecology* 36:963-973.
- MAGNUSSON, W.E. 1993. Manejo da vida silvestre na Amazônia. pp.313-318. In: Ferreira, E. J. G., Santos, G. M., Leão, E. L. M. & Oliveira, L. A. [Eds.]. *Bases Científicas para Estratégias de Preservação e Desenvolvimento da Amazônia*. Vol. 2. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, AM, Brasil
- MOURÃO, G. M. 1999. Uso comercial da fauna silvestre no Pantanal: lições do passado. Pp.39-45. In: *Anais do II Simpósio sobre Recursos Naturais e Sócio-econômicos do Pantanal: manejo, e Conservação*. Embrapa. Corumbá, MS, Brasil.
- MUSIANI, M., MAMO, C., BOITANI, L., CALLAHAN, C., GATES, C. C., MATTEI, L., VISALBERGHI, E., BRECK, S. & VOLPI, G. 2003. Wolf depredation trends and the use of fladry barriers to protect livestock in Western North America. *Conservation Biology* 17(6):1538-1547.
- NESBITT, W. H. 1983. Ecology of a feral dog pack on a wildlife refuge. pp.391-396. In: FOX, M. W. [Ed.]. *The Wild Canids: Their Systematics, Behavioral Ecology and Evolution*. Krieger. Malabar, Florida, USA.
- NAUGHTON-TREVES, L, GROSSBERG, R. & TREVES, A. 2003. Paying for tolerance: rural citizen's attitudes toward wolf depredation and compensation. *Conservation Biology* 17(6):1500-1511.
- O'CONNEL-RODWELL, C. E., RODWELL, T., RICE, M., & HART, L. 2000. Living with the modern conservation paradigm: can agricultural communities co-exist with elephants? A five-year case study in East Caprivi, Namibia. *Biological Conservation* 93:381-391.
- OGADA, M. O., WOODROFFE, R., OGUGE, N. O. & FRANK, L. G. 2003. Limiting depredation by African carnivores: the role of livestock husbandry. *Conservation Biology* 17(6):1521-1530.
- RUTH, T. K., LOGAN, K. A., SWEANOR, L. L., HORNOCKER, M. G., & TEMPLE, L. J. 1998. Evaluating cougar translocation in New Mexico. *Journal of Wildlife Management* 62(4):1264-1275.
- SHIVIK, J. A., TREVES, A. & GALLAHAN, P. 2003. Non-lethal techniques for managing predation: Primary and secondary repellents. *Conservation Biology* 17(6):1531-1537.
- TREVES, A. & KARANTH, K. U. 2003. Human-carnivore conflict and perspectives on carnivore management worldwide. *Conservation Biology* 17(6):1491-1499.
- VERDADE, L. M. 2001. *Manejo de Fauna Silvestre: Sistemas de Aproveitamento Econômico*. Texto sistematizado apresentado à Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, para o Concurso de Livre-Docência do Departamento de Produção Animal, na Especialidade Ecologia Animal, disciplina Ecologia Animal Aplicada. Piracicaba, SP, Brasil. 105pp.
- VIEIRA, G. V. N. 1967. *Criação de Ovinos*. Melhoramentos. São Paulo, Brasil.
- WAGNER, K. K., SCHMIDT, R. H., & CONOVER, M. R. 1997. Compensation programs for wildlife damage in North America. *Wildlife Society Bulletin* 25(2):312-319.

Title: How much is a puma worth? Economic compensation as an alternative for the conflict between wildlife conservation and livestock production in Brazil

Authors: Luciano M. Verdade & Cláudia B. Campos

Biota Neotropica, Vol. 3 (number 1): 2003
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+BN02204022004>

Date received: 01/28/2004

Revised: 06/24/2004

Accepted: 07/01/2004

ISSN 1676-0611

Editorial

O MANEJO DE POPULAÇÕES DE ESPÉCIES SILVESTRES

Em paisagens altamente fragmentadas, invariavelmente, a estrutura das cadeias tróficas é profundamente alterada, com o desaparecimento dos predadores de topo. No Estado de São Paulo, com exceção dos remanescentes de Floresta Ombrófila Densa protegidos em parques e reservas contíguas, pouquíssimas são as áreas com vegetação nativa onde ainda podemos encontrar a onça pintada (*Panthera onca* Linnaeus, 1758). Dificilmente algum dos mais de 8.000 fragmentos de Cerrado do Estado tem a capacidade de suportar uma população de nosso outro grande felídeo, a Suçuarana (*Felis concolor* Linnaeus, 1771).

Na ausência destes predadores, inevitavelmente, as populações de herbívoros como as capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766) crescem rapidamente. A alta disponibilidade de alimentos nas regiões ribeirinhas, quer sejam provenientes de culturas (por exemplo arroz, milho, soja, cana e laranja) quer sejam de pastagens, potencializa a capacidade de reprodução destes animais tornando exponencial o crescimento populacional.

O desequilíbrio pode resultar também no aumento do número de predadores, como é o caso da significativa recuperação das populações do jacaré do pantanal (*Caiman crocodilus yacare* Daudin, 1802), após o forte declínio induzido pela caça predatória na década de 80. Neste caso ocorreu um sinergismo entre o aperfeiçoamento das técnicas de fiscalização e controle da caça e o desenvolvimento de técnicas de criação do jacaré para produção de carne e peles de origem legal.

A questão que se coloca é como controlar o crescimento exponencial e desordenado de espécies nativas. No caso das capivaras a expansão populacional, além do impacto nas áreas de regeneração da vegetação ciliar, decorrentes do pisoteio e pastoreio excessivo, traz consigo um grave problema de saúde pública, pois a espécie é hospedeira da bactéria *Rickettsia rickettsii* (Wolbach 1919) Brumpt 1922 que é transmitida ao homem pelo carrapato-estrela (*Amblyomma cajennense* Fabricius, 1787) e causa a febre maculosa.

O **Ponto de Vista** deste número da Biota Neotropica traz uma reflexão sobre as alternativas para o manejo da fauna silvestre, incluindo a caça seletiva como forma de controle populacional. O autor destaca que “A complexidade de circunstâncias locais ou regionais impede que um único sistema (caça seletiva ou criação em cativeiro) possa ser pregado como a panacéia de todos os males. A primeira não pode ser aplicada a toda e qualquer população silvestre, pois tem como requisito básico a existência de agregados populacionais e produtividade primária grandes o suficiente para suportar a pressão de caça e tornar economicamente viável a procura e coleta de indivíduos. A criação em cativeiro, por sua vez, por apresentar custo mais alto, só pode ser feita de forma econômica quando se trata de espécies com alto valor unitário”

Este ponto de vista é polêmico. Por diversos motivos muitos defendem que a caça é um desrespeito a vida, não devendo ser utilizada como instrumento de manejo de espécies nativas ou exóticas. Uma alternativa seria estudar a biologia reprodutiva destas espécies e desenvolver métodos e drogas que possam controlar a fertilidade e, conseqüentemente, a explosão populacional.

Neste sentido, Programas como o BIOTA/FAPESP, que reúnem pesquisadores(as) e projetos que abordam a questão tanto do ponto de vista do diagnóstico e abundância das populações de vertebrados como do ponto de vista da diversidade de modelos reprodutivos, constituem o foro ideal para a discussão de estratégias integradas.

Carlos Alfredo Joly
Editor da Biota Neotropica

TÍTULO: ESPÉCIES ARBÓREAS UTILIZADAS PARA NIDIFICAÇÃO POR ABELHAS SEM FERRÃO NA CAATINGA (SERIDÓ, PB; JOÃO CÂMARA, RN)

Celso Feitosa Martins¹, Marilda Cortopassi-Laurino², Dirk Koedam² & Vera Lúcia Imperatriz-Fonseca²

Biota Neotropica v4(n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN00104022004>

recebido em: 15/12/2003

revisado em: 10/6/2004

publicado em: 01/07/2004

¹Departamento de Sistemática e Ecologia/CCEN, Universidade Federal da Paraíba (UFPB), 58059-900, João Pessoa, PB, Brasil. <http://www.ufpb.br> e-mail: cmartins@dse.ufpb.br (autor para correspondência).

²Departamento de Ecologia, Instituto de Biociências, Universidade de S. Paulo (USP) 05508-900, São Paulo, SP, Brasil. <http://www.usp.br>

Abstract

In Rio Grande do Norte, a caatinga region of North-eastern Brazil, the nesting opportunities that trees offer to stingless bees (Meliponinae) were studied. Samples consisted mostly of tree trunks, which were kept by Meliponinae beekeepers. Nearly 13 per cent of observed nests were in living trees in the field. Seven species of stingless bees, totalling 227 nests, were encountered in 12 tree species. More than 75.0% of stingless bees were found in two tree species being *Caesalpinia pyramidalis* (Caesalpinaceae, 41.9%) and *Commiphora leptophloeos* (Burseraceae, 33.9%). Furthermore, all bee species nidify in *C. pyramidalis*. A great part of the nests in trunks were of *Melipona subnitida*, (N = 130) of which 50.0% was found in *C. leptophloeos* and 22.3% in *C. pyramidalis*. *M. asilvai* was predominantly found in *C. pyramidalis* (92.3%, N = 39). Besides this survey was mainly directed to bee species with beekeeping importance, data shows the huge relevance of these two plant species for nesting by stingless bees in the caatinga.

Key words: Stingless Bees, Nesting, Brazilian caatinga, *Caesalpinia pyramidalis*, *Commiphora leptophloeos*.

Resumo

Foram feitas observações na caatinga, particularmente na região do Seridó (São José do Sabugi, PB) e em João Câmara, RN, com o objetivo de obter dados sobre as espécies vegetais utilizadas pelas espécies de abelhas sem ferrão (Meliponinae) para a construção de seus ninhos. As amostragens foram realizadas principalmente em ninhos transportados em seus troncos originais por meliponicultores da região. Cerca de 13% dos ninhos foram observados em árvores vivas no campo. Foram amostrados 227 ninhos, pertencentes a sete espécies de meliponíneos, nidificando em 12 espécies vegetais. Mais de 75% dos ninhos de meliponíneos foram observados nos ocos existentes em duas espécies de árvores: *Caesalpinia pyramidalis* (Caesalpinaceae, 41,9% dos ninhos) e *Commiphora leptophloeos* (Burseraceae, 33,9%). Além disso, as cavidades dos troncos de *Caesalpinia pyramidalis* foram utilizadas pelas sete espécies de abelhas sem ferrão. A maior parte dos ninhos (N=130) foi de *Melipona subnitida*, dos quais 50,0% foram observados em *Commiphora leptophloeos* e 22,3% em *Caesalpinia pyramidalis*. Por outro lado, 92,3% (N=39) dos ninhos de *Melipona asilvai* foram observados em *Caesalpinia pyramidalis*. Desse modo, apesar de uma amostragem direcionada principalmente às espécies de interesse apícola, os dados destacam a enorme importância destas duas espécies de árvores na nidificação dos meliponíneos da caatinga.

Palavras-chave: Abelhas sem ferrão, Nidificação, caatinga, *Caesalpinia pyramidalis*, *Commiphora leptophloeos*.

Introdução

As abelhas sem ferrão ocorrem nas regiões tropicais e subtropicais do mundo. Suas colônias consistem em agregações perenes de muitas operárias e, geralmente, uma rainha. As castas (rainhas e operárias) são morfologicamente diferenciadas e sua estrutura social é caracterizada por uma divisão de trabalho e sobreposição de gerações. A maioria das espécies de abelhas sem ferrão depende de árvores vivas para construir seus ninhos, enquanto uma minoria nidifica no solo ou constrói ninhos aéreos (Nogueira-Neto 1970, Wille & Michener 1973, Sakagami 1982, Roubik 1989).

As abelhas sem ferrão são importantes polinizadores nas regiões tropicais (Heard 1999) e, juntamente com outros polinizadores, sua conservação é preocupante (Kearns et al. 1998). As fontes de recursos alimentares utilizadas pelas abelhas sem ferrão foram, relativamente, bem estudadas (Ramalho et al. 1990, Wilms & Wiechers 1997, Pinheiro-Machado et al. 2002). Entretanto, sabe-se muito pouco sobre as espécies de árvores utilizadas para nidificação pelas abelhas sem ferrão e sobre o impacto causado por alterações dos habitats nas suas populações, especialmente na disponibilidade de locais de nidificação (Svensson 1991, Hill & Webster 1995, Moreno & Cardoso 1997, Aguilar-Monge 1999, Veen & Arche 1999).

Neste trabalho, apresentamos a utilização de espécies arbóreas para nidificação por sete espécies de abelhas sem ferrão, encontradas na caatinga (nome indígena que significa “mata branca”, devido ao aspecto fisionômico proporcionado pelas árvores e arbustos decíduos na estação seca). O clima é semi-árido, com baixa pluviosidade, distribuída irregularmente no espaço e no tempo, apresentando 7-9 meses secos. É comum a ocorrência de anos secos e secas severas. A área estudada apresenta uma das precipitações pluviométricas (300-500 mm por ano) mais baixas entre todos os ecossistemas brasileiros (Nimer 1979). Atualmente, a caatinga recebe dois grandes impactos humanos principais: o corte de árvores para utilização como lenha e o uso do solo para pecuária. Algumas regiões da caatinga já possuem sinais de desertificação.

Zanella (2000) realizou um levantamento da fauna de abelhas de Serra Negra de Norte, uma área de caatinga localizada próximo de nossa área de estudo.

Nosso levantamento foi realizado em duas regiões de caatinga no Nordeste do Brasil amostrando ninhos de abelhas sem ferrão encontrados em troncos de árvores com meliponicultores e em árvores no campo. Desse modo, foi determinada a distribuição das espécies de abelhas em diferentes espécies de árvores. Essa informação é um passo inicial para uma melhor compreensão da utilização de espécies arbóreas para nidificação pelas abelhas sem ferrão e fornecerá subsídios para analisar os efeitos do desmatamento nas populações de abelhas sem ferrão e programas de restauração da biodiversidade da caatinga.

Materiais e métodos

As coletas e observações foram realizadas na região do Seridó, nos municípios de São José do Sabugi (06S48', 36W47') e Jardim do Seridó (06S35', 36W46'), PB e em João Câmara (05S32', 35W49'), RN. Os dados foram coletados diretamente em árvores no campo ou em troncos contendo ninhos em atividade obtidos por meliponicultores. As espécies de abelhas e as espécies de árvores utilizadas foram identificadas. O perímetro externo das árvores e troncos foi medido e utilizado para o cálculo do diâmetro. Nos troncos não cilíndricos, foram tomadas medidas do maior e menor perímetros e considerada a média respectiva. Os comprimentos dos troncos também foram medidos. Estas medidas fornecem indiretamente as dimensões dos ninhos, pois os ninhos sempre são cortados próximos das extremidades superior e inferior. Quando as colônias foram transferidas para colméias racionais pelos criadores, foi possível medir precisamente o diâmetro e o comprimento interno dos ninhos. Nesses casos, foi possível calcular o volume ocupado pelas colônias de abelhas.

Exemplares das espécies de abelhas e plantas foram depositados na Coleção Entomológica do Departamento de Sistemática e Ecologia e no Herbário Lauro Pires Xavier, da Universidade Federal da Paraíba (UFPB).

Resultados

Árvores e ninhos de abelhas

Foram examinados 227 ninhos em 198 troncos e 29 em árvores no campo. Sete espécies de abelhas sem ferrão foram observadas, sendo a maioria pertencente às espécies *Melipona subnitida* (57,3%), *M. asilvai* (17,2%) e *Frieseomelitta varia dispar* (13,7%) (Tabela 1). As outras espécies encontradas foram *Frieseomelitta doederleini* (5,3%), *Plebeia flavocincta* (1,8%), *Plebeia* sp. (1,3%) e *Scaptotrigona aff. depilis* (3,5%).

Os ninhos das espécies de abelhas (a maioria endêmicas, Zanella 2000) foram observados em 12 espécies de árvores (Tabela 1). Entre estas, duas espécies apresentaram mais de 75.0% dos ninhos: *Caesalpinia pyramidalis* (nome popular “Catingueira”, Caesalpinaceae, 41,9% dos ninhos) e *Commiphora leptophloeos* (“Imburana”, Burseraceae, 33,9%) (Figura 1).

As sete espécies de abelhas foram observadas nidificando em *C. pyramidalis*. A maioria dos ninhos em troncos foi de *Melipona subnitida*, (N = 130), dos quais 50,0% foram observados em troncos de *C. leptophloeos* e 22,3% em *C. pyramidalis*. *Melipona asilvai* nidificou principalmente em *C. pyramidalis* (92,3% dos ninhos, N = 39).

Uma árvore de *C. pyramidalis* continha sete ninhos de *Frieseomelitta varia dispar* e dois ninhos de *Scaptotrigona aff. depilis* (Figura 2). De acordo com

Espécies de abelhas	Ms.	Ma.	Fd.	Fv.	Pf.	Psp.	Sd.	TOTAL	%
Espécies arbóreas									
<i>Commiphora leptophloeos</i>	65	3		6			3	77	33,9
<i>Caesalpinia pyramidalis</i>	29	36	9	12	4	3	2	95	41,9
<i>Piptadenia communis</i>	11							11	4,8
<i>Cnidocolus phyllacanthus</i>	9							9	4,0
<i>Spondias tuberosa</i>	3		1	1			1	6	2,6
<i>Anadenanthera collubrina</i>	2							2	0,9
<i>Aspidosperma pyrifolium</i>	2							2	0,9
<i>Lycania rigida</i>	1							1	0,4
<i>Tabebuia caraiba</i>			1				2	3	1,3
<i>Mimosa acutistipula</i>			1					1	0,4
<i>Myracrodruon urundeuva</i>				2				2	0,9
<i>Schinopsis brasiliensis</i>				10				10	4,4
Outras	8							8	3,5
TOTAL	130	39	12	31	4	3	8	227	
%	57,3	17,2	5,3	13,7	1,8	1,3	3,5		

Tabela 1. Espécies arbóreas utilizadas para nidificação por abelhas sem ferrão na caatinga (NE, Brasil). Ms.= *Melipona subnitida*, Ma.= *Melipona asilvai*, Fd.= *Friesomelitta doederleini*, Fv.= *Friesomelitta varia*, Pf.= *Plebeia flavocincta*, Psp.= *Plebeia sp.* e Sd= *Scaptotrigona aff. depilis*.

Bee species	<i>M. subnitida</i>				<i>M. asilvai</i>				<i>F. doederleini</i>				<i>F. varia dispar</i>			
	N	Amplitude	X	SD	N	Amplitude	X	SD	N	Amplitude	X	SD	N	Amplitude	X	SD
<i>Commiphora leptophloeos</i>	65	9-47	17,4	5,15	3	12-33	21	10,9					6	10-25	13,8	5,64
<i>Caesalpinia pyramidalis</i>	29	9-33	15,8	4,74	36	12-40	22,9	6,30	9	9-17	13,7	2,87	12	10-40	28,4	13,06
<i>Piptadenia communis</i>	11	12-30	17,5	3,75												
<i>Cnidocolus phyllacanthus</i>	9	14-34	18,4	4,51												
<i>Spondias tuberosa</i>	3	12-20	16,0	4,00					1	22	22,0	-	1	22	22,0	-
<i>Anadenanthera collubrina</i>	2	15-28	21,5	9,19												
<i>Aspidosperma pyrifolium</i>	2	32-39	35,5	4,95												
<i>Lycania rigida</i>	1	82	82,0	-												
<i>Tabebuia caraiba</i>									1	50	50,0	-				
<i>Mimosa acutistipula</i>									1	31	31,0	-				
<i>Myracrodruon urundeuva</i>													2	26	26,0	0,00
<i>Schinopsis brasiliensis</i>													10	20-40	29,0	8,75
Outras	8	10-18	14,2	2,60												
TOTAL	130	9-82	17,7	7,79	39	12-40	22,7	6,60	12	9-50	18,8	11	31	10-40	25,4	11,22

Tabela 2. continuação...

Bee species	<i>S. aff. depilis</i>				<i>Plebeia flavocincta</i>				<i>Plebeia sp.</i>			
	N	Amplitude	X	SD	N	Amplitude	X	SD	N	Amplitude	X	SD
<i>Tabebuia caraiba</i>	2	40-50	45,0	7,10								
<i>Caesalpinia pyramidalis</i>	2	20	20,0	0,00	4	12-19	15,7	2,98	3	9-16	13,3	3,78
<i>Commiphora leptophloeos</i>	3	78-78	78,0	0,00								
<i>Spondias tuberosa</i>	1	28	28,0	-								
TOTAL	8	20-78	49,0	26,00	4	12-19	15,7	2,98	3	9-16	13,3	3,78

Tabela 2. Diâmetros (em cm) das árvores e troncos utilizados para nidificação por abelhas sem ferrão na caatinga. N= tamanho amostral, X= média e SD= desvio padrão.



Figura 1. Árvore de *Commiphora leptophloeos* ("Imburana", Burseraceae). No Nordeste do Brasil, as pessoas chamam *C. leptophloeos* de "pau de abelha".



Figura 2. Árvore de *Caesalpinia pyramidalis* ("Catingueira", Caesalpinaceae) contendo sete ninhos de *Frieseomelitta varia dispar* e dois ninhos de *Scaptotrigona aff. depilis*.



Figura 3. Processo de abertura de um tronco (a) de *Caesalpinia pyramidalis* contendo um ninho de *Melipona subnitida* (b).

moradores locais, esta árvore tem, pelo menos, 100 anos de idade e alguns dos ninhos mais de 40 anos. Uma outra espécie, *Schinopsis brasiliensis*, continha 10 ninhos de *Frieseomelitta varia dispar*.

Diâmetros das árvores e volumes dos ninhos

Os diâmetros das árvores e troncos utilizados pelas abelhas variaram entre 9 a 82 centímetros (média = 20,7 cm, N = 227, Tabela 2). Mais de 80,0% dos ninhos apresentaram diâmetros acima de 13 centímetros e mais de 56,0% acima de 16 centímetros. Em geral, os maiores diâmetros encontrados situaram-se entre 39 a 50 cm. Uma árvore de *C. leptophloeos* possuía um diâmetro de 78 centímetros e continha três colônias de *Scaptotrigona aff. depilis*, e uma árvore de *Lycania rigida* tinha um diâmetro de 82 centímetros e continha uma colônia de *M. subnitida*.

Os 130 ninhos de *M. subnitida* foram encontrados em árvores com um diâmetro médio de 17,7 cm (SD = 7,79). Os 65 ninhos de *M. subnitida* observados em *Commiphora leptophloeos* possuíam um diâmetro médio de 17,4 cm (SD = 5,15, amplitude 9-47 cm) e 29 ninhos em *Caesalpinia pyramidalis* apresentaram média de 15,8 cm (SD = 4,74, amplitude 9-33 cm). Foi observada correlação negativa significativa ($R = -0,34$, $p < 0,01$, $N = 130$) entre o diâmetro e o comprimento dos troncos contendo ninhos de *M. subnitida*.

O diâmetro interno e o comprimento de seis ninhos de *M. subnitida* variaram entre 5 a 13 cm (média = 8 cm) e entre 63 a 150 cm (média = 112 cm), respectivamente, representando volumes de 2,4 a 8,6 litros (média = 5,6 litros) (Figura 3 a, b).

Discussão

Espécies de árvores utilizadas para nidificação

De acordo com Hubbell & Johnson (1977) e Roubik (1989), muitas espécies de abelhas sem ferrão são oportunistas na utilização de cavidades de árvores para nidificação. Este estudo mostra que abelhas sem ferrão nidificam em diferentes espécies arbóreas, entretanto, mais de 75,0% dos ninhos foram observados em apenas duas espécies de árvores. No caso de *M. subnitida*, metade dos ninhos foram encontrados em *Commiphora leptophloeos*. Além de *C. pyramidalis* e *C. leptophloeos*, Bruening (1990) menciona a importância de *Schinopsis brasiliensis* para a nidificação de *M. subnitida* e outras espécies de abelhas sem ferrão. Castro (2001) observou 52 ninhos de abelhas eussociais (nove espécies) em árvores vivas em uma caatinga na Bahia. *Commiphora leptophloeos* (42,2%) e *Schinopsis brasiliensis* (29,7%) foram as plantas mais utilizadas para nidificação. É interessante notar que em Puebla, México, uma outra espécie de Burseraceae (*Bursera simaruba*) é considerada como preferida para nidificação por *Scaptotrigona mexicana* (Javier Ortiz, dados não publicados).

Antonini (2002) também observou que as espécies de abelhas sem ferrão utilizam um número relativamente pequeno de espécies de árvores para nidificar. Em uma área de cerrado, 77% dos ninhos foram construídos em árvores vivas de *Caryocar brasiliense* e a autora conclui que os dados sugerem uma seleção ativa do local de nidificação em *Melipona quadrifasciata*.

Não se pode afirmar a existência de uma possível preferência de certas espécies de abelhas por espécies de árvores, considerando que a distribuição natural de ninhos de abelhas nas árvores da caatinga e a disponibilidade de cavidades não é conhecida. A disponibilidade de locais de nidificação depende da ocupação, por exemplo, de abelhas africanizadas, que se movem de um local ao outro, de acordo com as condições ambientais.

A disponibilidade de cavidades arbóreas também pode ser limitada pela pequena quantidade de árvores, devido às alterações na vegetação como o desmatamento. Um estudo fitossociológico de Ferreira & Vale (1992) mostrou que, em uma área de caatinga de crescimento secundário, na região do Seridó, *C. pyramidalis* apresentou as maiores densidades e frequências, enquanto *C. leptophloeos*, a espécie em que nossos ninhos de *M. subnitida* foram encontrados, ocupou apenas a quarta posição. Araujo et al (1995) observaram resultados muito similares em três áreas de caatinga no estado de Pernambuco. Isto pode refletir perturbações por interferência humana. A presença de poucas árvores muito grandes em nossa área de estudo deve estar relacionada com essas alterações. A falta de locais de nidificação também pode explicar porque *Melipona asilvai* foi encontrada nidificando frequentemente dentro dos remanescentes intactos do sistema radicular de árvores de *C. pyramidalis* recém-cortadas.

Melipona asilvai foi encontrada predominantemente em uma espécie de árvore, *C. pyramidalis*. Entretanto, Castro (op. cit.) observou *M. asilvai* exclusivamente em ocas de *Commiphora leptophloeos*. Isso pode significar que nesse local essa espécie de árvore era mais abundante. Além disso, se os dados de Ferreira & Vale (1992) também são válidos em nossa área de estudo, as quais são muito próximas entre si, ou seja *Caesalpinia pyramidalis* é a espécie de árvore mais freqüente e *Commiphora leptophloeos* ocupa a quarta posição, nossos resultados sugerem que *M. asilvai* nidifica em *C. pyramidalis* porque esta é mais disponível, enquanto os 50,0% dos ninhos de *M. subnitida* em *C. leptophloeos* mostram uma preferência desta última espécie de abelha por esta espécie de árvore.

A utilização de troncos (N = 198) coletados por meliponicultores pode causar um viés na interpretação da relação natural entre espécies de abelhas e de árvores. É possível que o coletor de abelhas e árvores possua uma imagem de busca quando caçando no campo. Relacionado a isso, muitas espécies de árvores da caatinga têm valor

econômico local para a construção civil e como lenha (*Commiphora leptophloeos*, *Caesalpinia pyramidalis*, *Anadenanthera collubrina*, *Piptadenia communis*, *Aspidosperma pyriforme* and *Lycania rigida*) ou como forrageiras para a alimentação de gado (*Caesalpinia pyramidalis*, *Cnidocolus phyllacanthus*, *Spondias tuberosa* and *Anadenanthera collubrina*).

Os tamanhos dos ninhos de *M. subnitida* transferidos não estão apenas em conformidade com os observados por Roubik (1979, 1983) para outras espécies. *M. subnitida* é uma espécie frequentemente utilizada para a produção de mel no Nordeste do Brasil (Nogueira-Neto 1997). Na região onde este estudo foi realizado, a colméia racional utilizada tem um volume de cerca de 5,5 litros próximo ao volume médio de 5,6 litros observado nos ninhos silvestres. Um outro elemento na criação desta abelha que reflete as dimensões naturais de seus ninhos é a forma alongada e característica das colméias utilizadas pelos meliponicultores. Isto condiz com o fato de que nos troncos de diâmetro pequeno os ninhos eram alongados, resultando na correlação negativa entre diâmetro e comprimento.

Sugestões para futuros estudos sobre ninhos de abelhas sem ferrão na caatinga

As informações aqui apresentadas servem para uma melhor compreensão da nidificação das espécies de abelhas sociais nativas da caatinga. Para formular recomendações adequadas sobre manejo de hábitat, considerando também o crescimento lento de certas espécies de árvores, os dados aqui apresentados devem ser comparados com outros ambientes de caatinga não perturbados pelo homem. Todavia, no momento, de acordo com os dados disponíveis, devido ao maior número de ninhos em *Commiphora leptophloeos* e *Caesalpinia pyramidalis*, juntamente com a informação que ambas são preferidas para nidificação pelas abelhas sem ferrão (*C. leptophloeos* é chamada de “pau de abelha”), nós sugerimos que programas de manejo e reflorestamento na caatinga considerem o uso destas espécies na medida em que estas são importantes para a nidificação de abelhas nativas e também têm valor econômico.

Agradecimentos

Esta pesquisa foi parcialmente financiada pelo Programa de Pequenos Projetos (PPP)/GEF/PNUD, e ADEMESP (Associação de Defesa do Meio Ambiente de S. Paulo). A Universidade de São Paulo e a Universidade Federal da Paraíba também colaboraram. Nós agradecemos pela assistência no campo ao meliponicultor Ezequiel Roberto M. Macedo.

Referências Bibliográficas

- AGUILAR-MONGE, I. 1999. El potencial de las abejas nativas sin aguijón (Apidae, Meliponinae) en los sistemas agroforestales. <http://www.fao.org/ag/aga/agap/frg/afri/espanol/document/agrof99/aguilari.htm>
- ANTONINI, Y. 2002. Efeitos de variáveis ecológicas na ocorrência de *Melipona quadrifasciata* (Apidae, Meliponini) em fragmentos urbanos e rurais. Tese de doutorado, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte.
- ARAUJO, E.L., SAMPAIO, E.V.S.B. & RODAL, M.J.N. 1995. Composição florística e fitossociologia de três áreas de caatinga de Pernambuco. Rev. Brasil. Biol. 55 (4):595-607.
- BRUENING, P.H. 1990. Abelha Jandaira. ESAM, Coleção Mossoroense C 557, Mossoró.
- CASTRO, M.S. 2001. A comunidade de abelhas (Hymenoptera, Apoidea) de uma área de caatinga arbórea entre os inselbergs de Milagres (12°53'S; 39°51'W), Bahia. Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- FERREIRA, R.L.C. & VALE, A.B. 1992. Subsídios básicos para o manejo florestal da caatinga. Anais do 2º Congresso Nacional sobre Essências Nativas:368-375.
- HEARD, T. 1999. The role of stingless bees in crop pollination. Ann. Rev. Entomol. 44:183-206.
- HILL, D. & WEBSTER, C. 1995. Apiculture and Forestry (Bees and trees). Agroforestry Systems 29:313-320.
- HUBBELL, S.P. & JOHNSON, L.K. 1977. Competition and nest spacing in a tropical stingless bee community. Ecology 58:949-963.
- KEARNS, C., INOUE, D. & WASER, N. 1998. Endangered mutualisms: the conservation of plant pollinator interactions. Ann. Rev. Ecol. Syst. 29:83-112.
- MORENO, F. & CARDOSO, A. 1997. Abundancia de abejas sin aguijón (Meliponinae) en especies maderables del Estado Portuguesa, Venezuela. Vida silvestre Neotropical 6:53-56.
- NIMER, E. 1979. Climatologia do Brasil. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, IBGE.
- NOGUEIRA-NETO, P. 1970. A criação de abelhas indígenas sem ferrão (Meliponinae). 2ª ed. Tecnapis: Chácaras e Quintais, São Paulo.
- NOGUEIRA-NETO, P. 1997. Vida e criação de abelhas indígenas sem ferrão (Meliponinae). Nogueirapis, São Paulo.

- PINHEIRO-MACHADO, C., ALVES-DOS-SANTOS, I., IMPERATRIZ-FONSECA, V.L., KLEINERT, A.M.P. & SILVEIRA, F.A. 2002. Brazilian bee surveys: state of knowledge, conservation and sustainable use. In Pollinating bees: a link between Agriculture and Nature (P. Kevan & V.L. Imperatriz-Fonseca, eds.), Ministry of Environment, Brasília, p.115-130.
- RAMALHO, M., KLEINERT-GIOVANNINI, A., & IMPERATRIZ-FONSECA, V.L. 1990. Important bee plants for stingless bees (Meliponini and Trigonini) and Africanized honeybees (*Apis mellifera*) in Neotropical habitats: a review. *Apidologie* 21:469-488.
- ROUBIK, D.W. 1979. Nest and colony characteristics of stingless bees from French Guiana (Hymenoptera: Apidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 52:443-470.
- ROUBIK, D.W. 1983. Nest and colony characteristics of stingless bees from Panama (Hymenoptera: Apidae). *J. Kansas Entomol. Soc.* 56:327-355.
- ROUBIK, D.W. 1989. Ecology and natural history of tropical bees. Cambridge University Press, Cambridge.
- SAKAGAMI, S.F. 1982. Stingless bees. In *Social Insects* (H. R. Hermann ed.), New York, Academic Press, 3, p.361-423.
- SVENSSON, B. 1991. Bees and Trees. Working paper n. 183. Int. Rural Development Centre, Swedish Univ. of Agricultural Sciences, Uppsala, Sweden.
- VEEN, J.W. VAN & ARCHE, H.G. 1999. Nest and colony characteristics of log-hived *Melipona beecheii* (Apidae, Meliponinae). *J. Apic. Res.* 38(1-2):43-48.
- WILLE, A. & MICHENER, C.D. 1973. The nest architecture of stingless bees, with special reference to those of Costa Rica. *Revta. Biol. Trop.* 21 (supl.):1-278.
- WILMS, W. & WIECHERS, B. 1997. Floral resource partitioning between native *Melipona* bees and the introduced Africanized honeybee in the Brazilian Atlantic rain forest. *Apidologie* 28:339-355.
- ZANELLA, F.C.V. 2000. The bees of the caatinga (Hymenoptera, Apoidea, Apiformes): a species list and comparative notes regarding their distribution. *Apidologie* 31:579-592.

Título: Espécies Arbóreas Utilizadas para Nidificação por Abelhas Sem Ferrão

Autores: Celso Feitosa Martins, Marilda Cortopassi-Laurino, Dirk Koedam, Vera Lúcia Imperatriz-Fonseca

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN00104022004>

recebido em: 15/12/2003 - revisado em: 10/6/2004
publicado em: 01/07/2004

ISSN 1676-0603

AN ALTERNATIVE SPECIES TAXONOMY OF THE BIRDS OF MEXICO

Adolfo G. Navarro-Sigüenza^{1,3} and A. Townsend Peterson²

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?taxonomic-review+BN03504022004>

Date Received 11/18/2003

Revised 08/17/2004

Accepted 09/09/2004

¹Museo de Zoología “Alfonso L. Herrera,” Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Apartado Postal 70-399, Mexico, D.F. 04510, Mexico;

²Natural History Museum and Biodiversity Research Center, The University of Kansas, Lawrence, Kansas 66045 USA

³*Corresponding Author:* Adolfo G. Navarro-Sigüenza, Museo de Zoología “Alfonso L. Herrera,” Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Apartado Postal 70-399, México, D.F. 04510, México;
E-mail: fcvg01@servidor.unam.mx

Abstract

Extensive debate has surrounded the application of alternative species concepts in Ornithology. The biological species concept (BSC) and phylogenetic species concept (PSC) have typically been set in opposition, with extensive debate on the relative merits of each. An alternative is the evolutionary species concept (ESC), which offers a perspective similar to that of the PSC, yet with several significant differences. To date, no major avifauna has been examined and compared among taxonomic viewpoints. Herein, we develop an alternative phylogenetic/evolutionary species taxonomy to the current BSC treatment for the more than 1000 bird species of Mexico. A total of 135 biological species was divided to produce a total of 323 phylogenetic/evolutionary species, 122 of which represent “new” endemic forms in Mexico.

Key words: *Species concepts, avifauna, Mexico*

Resumen

Gran debate ha rodeado la aplicación de conceptos de especie alternativos en la Ornitología. El concepto biológico de especie (CBE) y el concepto filogenético de especie (CFE) han estado típicamente en contraposición, existiendo mucha discusión acerca de las ventajas relativas de cada uno. Una alternativa es el concepto evolutivo de especie (CEE), que ofrece una perspectiva similar a la del CFE, aunque con algunas diferencias importantes. A la fecha, no se ha examinado y comparado alguna avifauna regional desde el punto de vista del CBE y de los conceptos alternativos. En este trabajo desarrollamos una taxonomía alternativa a la existente en la actualidad bajo el CBE para las más de 1000 especies de aves de México. Un total de 135 especies biológicas fue dividido hasta producir un total de 323 especies filogenético/evolutivas, 122 de las cuales son “nuevas” formas endémicas al país.

Palabras-claves: *Conceptos de especie, avifauna, México.*

AFTER MANY DECADES of dominance by the biological species concept (BSC) (e.g. Mayr 1942; Mayr and Short 1970; AOU 1983, 1998), alternative species concepts have been introduced to avian taxonomy only relatively recently (Cracraft 1983). Specifically, the phylogenetic species concept (PSC) was introduced to ornithology in a series of controversial papers (Cracraft 1983, McKittrick and Zink 1988, Zink and McKittrick 1995), sparking acrimonious discussion and debate (e.g. Amadon and Short 1992). In contrast to the BSC's emphasis on reproductive isolation, the PSC identifies as species taxa those populations that are monophyletic lineages made diagnosable by the presence of unique characters or character combinations.

An alternative concept that has been all but ignored in ornithology (see Prum 1994) is the evolutionary species concept (ESC). Originally proposed by Simpson (1961), this concept was revisited by Wiley (1978), and discussed in detail in more recent contributions (Wiley and Mayden 2000). The ESC focuses on broad issues of theoretical importance: lineage independence, "identity," and evolutionary tendencies. These issues relate to those on which the BSC and PSC focus—lineage independence refers loosely to reproductive isolation, and identity to diagnosability. Evolutionary tendencies focus on the true Grail of an understanding of species—an evolutionary future independent of that of other such species. The ESC differs, however, in that its practical application does not specify a discovery method, leaving the definition of "evolutionary independence" to respond to the particulars of the evolutionary mechanisms and patterns of each major taxon. For avian applications, the PSC and ESC arrive at operational implementations that are quite similar (Zink and McKittrick 1995).

A special problem for the penetration of such alternative ideas into avian taxonomy is the paucity of real examples to which they have been applied. Although applied to single clades as systematic treatments have appeared (e.g. Cracraft 1992; Escalante-Pliengo and Peterson 1992; Zink 1988, 1994), alternative species concepts have yet to be applied across any regional avifauna. The only region-wide avian taxonomic treatments remain the large-scale BSC efforts such as AOU (1983, 1998), Peters (1931-1987), and Sibley and Monroe (1990). For this reason, alternative species lists have not been integrated into comparative studies that cross significant taxonomic diversity, and such studies have been limited to traditional BSC lists.

The purpose of the present paper is to develop a first regional treatment of bird diversity under alternative species concepts. Mexico is considered a megadiverse country (Mittermeier 1988), and its birds number more than 1000 biological species (Escalante-Pliengo et al. 1993, Navarro and Benítez 1993). This extraordinary diversity makes Mexico both a fertile testing ground and a challenge for such a trial effort.

Alternative Species Concepts and Discovery Methods

We consider that the ESC and PSC can be implemented similarly for avian applications, as has been concluded by PSC proponents (Zink and McKittrick 1995). The focus on diagnosability of the PSC can be reconciled with that of the ESC on evolutionary independence—an independently evolving lineage will likely have evolved characteristics that distinguish it from other lineages. Clearly, the detailed phylogenetic, molecular, and phenotypic studies that would best elucidate these phenomena are lacking for most of the species in a large and complex avifauna such as that of Mexico, making necessary use of less direct evidence—in particular, phenotypic variation such as plumage coloration, size, and shape. Hence, our development of an evolutionary species taxonomy for the birds of Mexico used an operational criterion of diagnosability, which we feel satisfies the theoretical bases of both the ESC and the PSC.

Methods

Over the course of 1989-1998, we reviewed extensive scientific literature and specimens relevant to Mexican birds, with special focus on potential species-level breaks. Bibliographic material consulted is summarized in Rodríguez-Yáñez et al. (1994). An especially important source was Howell and Webb (1995), who suggested many species-level changes, although largely without documentation (Peterson and Navarro 1996). Specimens were consulted in museums throughout North America and Europe, including the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, American Museum of Natural History, Bell Museum of Natural History, California Academy of Sciences, Carnegie Museum of Natural History, Cornell University, Delaware Museum of Natural History, ECOSUR-Chetumal, Field Museum of Natural History, Instituto de Biología of the Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), Los Angeles County Museum of Natural History, Louisiana State University Museum of Natural Science, Moore Laboratory of Zoology, Museo de Zoología of the Facultad de Ciencias (UNAM), Muséum Nationale de Histoire Naturelle of Paris, Museum of Comparative Zoology of Harvard University, Museum of Vertebrate Zoology, Museum of Zoology of the University of California at Los Angeles, Natural History Museum (Tring) (BMNH), Natuurhistorische Museum of Leiden, Royal Ontario Museum, Southwestern College, Texas Cooperative Wildlife Collections, U.S. National Museum of Natural History, Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Universidad Michoacana San Nicolás de Hidalgo, University of Kansas Natural History Museum, University of Michigan Museum of Zoology, University of Oxford Zoological Collections, Naturhistorisches Museum of Vienna, Western Foundation of Vertebrate Zoology, and Yale

Peabody Museum.

Biological species (sensu AOU 1983, 1998, and supplements by Banks et al. 2000 and 2002) constituting multiple evolutionary species were compiled, and characters and citations detailed. We used as a working, operational definition (“discovery method”) of evolutionary species that they represent essentially 100% diagnosable assemblages of populations for which reproductive continuity is at least credible. Characters on which our decisions were based were principally of external morphology, although molecular genetic and vocalization data were incorporated when available. Size and shape variation were inspected carefully in order to avoid the confusion produced by clinal and/or ecological variation. Examples were divided into those affecting species diversity and endemism of the Mexican avifauna, those only affecting names of Mexican birds, and those for which available specimen material and/or other sources of evidence were insufficient to determine whether geographic differences were at the level of species. Each group, after initial inclusion, was checked for veracity in at least one additional scientific collection based on different specimen material. We present general lists of described subspecies from the BSC treatments that would be subsumed in each evolutionary species; these data are not intended to constitute an authoritative list of synonyms, but rather to avoid introducing confusion into the literature by imprecise definition of geographic distributions (see Zink 2004).

Results and Discussion

In all, 135 biological species were found to hold multiple evolutionary species units (Appendix); 29 species were likely additional candidates, but sufficient specimen material was lacking for definitive decisions (Table 1). At least 42 additional species were involved in splits outside of Mexico, affecting nomenclature but not species diversity or patterns in the country, and are not considered further herein (Table 2). The 135 species for which information was sufficient were divisible into 323 evolutionary species, revising numbers of species known to occur in Mexico upwards by 188 (about 18%), and numbers of endemic species from 100 to 222 species (about 125%). Most biological species were simply divided into two evolutionary species, but several groups were more complex, divisible into as many as six evolutionary species (*Colinus virginianus*, Fig. 1).

Case studies.—We present three examples of species that would be subdivided using the ESC. These examples are provided to illustrate the diversity of situations in which our decisions were made.

1. *Ergaticus ruber*.—The BSC authorities treat all populations of this species together. However, populations of the northern Sierra Madre Occidental (*melanauris*), have a distinct leaden gray ear patch, as opposed to the pearly silver ear patch of the populations to the east and south (*ruber*). The two groups are disjunct from one another.

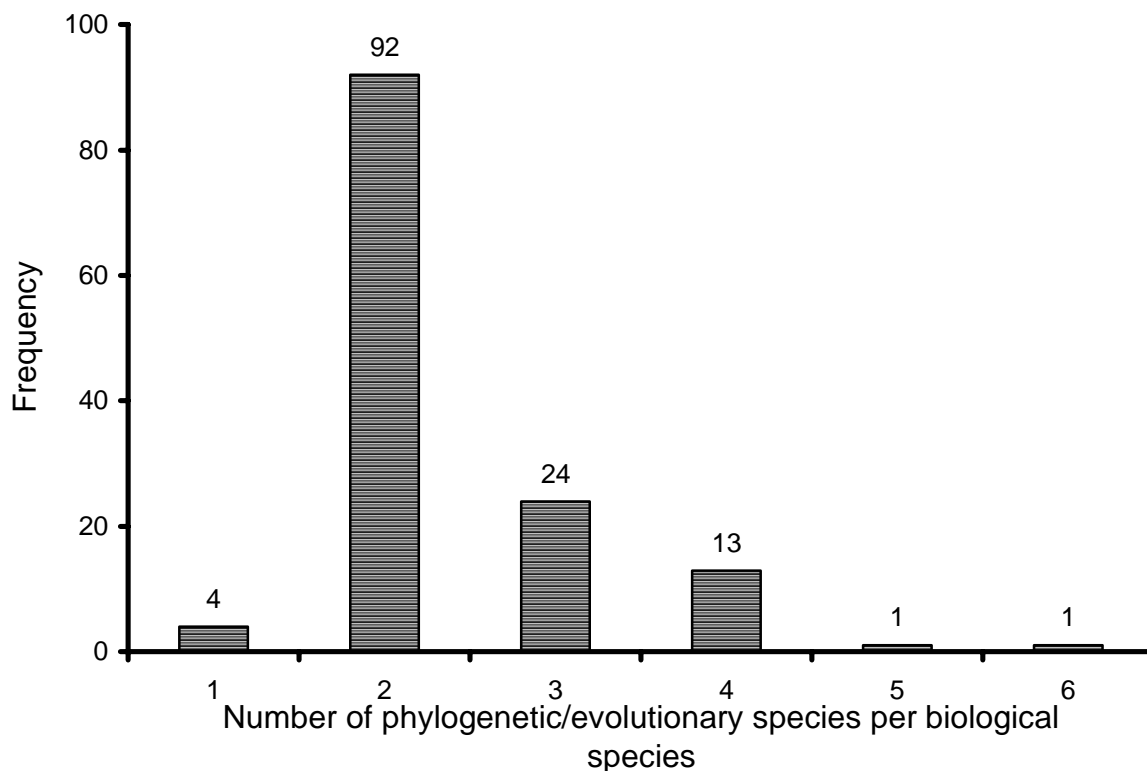


Figure 1. Frequency histogram showing numbers of phylogenetic/evolutionary species (Appendix) per biological species for the birds of Mexico.

Table 1. List of biological species likely including multiple evolutionary species, but in need of further study. In most cases, patterns of variation are very complex and paucity of specimens prevented a decision. However, for all cases, information from several suites of characters (both phenotypic and genotypic) are needed to clarify the taxonomic status of the forms.

Species	Geographic situation
<i>Crypturellus cinnamomeus</i>	E Mexico vs. Chiapas and Central America
<i>Oceanodroma leucorhoa</i>	Isla Guadalupe (2 distinct breeding populations) (Ainley 1980, AOU 1998)
<i>Rallus elegans</i> and <i>R. longirostris</i>	Yucatan Peninsula vs. mainland Mexico vs. extreme NW Mexico; very complex variation (Olson 1998)
<i>Dactylortyx thoracicus</i>	W Mexico vs. E Mexico vs. Chiapas (Banks 1987)
<i>Zenaida aurita</i>	N Yucatan Peninsula vs. Caribbean
<i>Otus guatemalae</i>	W vs. E Mexico and Central America (Marshall 1967)
<i>Crotophaga sulcirostris</i>	Mainland Mexico vs. extinct populations of southern Baja California
<i>Picoides scalaris</i>	Yucatán Peninsula vs. E Mexico vs. W Mexico, complex variation
<i>Veniliornis fumigatus</i>	E Mexico vs. W Mexico vs. Central America
<i>Lepidocolaptes souleyetii</i>	E Mexico vs. W Mexico
<i>Rhynchocyclus brevirostris</i>	E Mexico vs. SW Mexico
<i>Empidonax affinis</i>	N and S of the Isthmus of Tehuantepec
<i>Tyrannus melancholicus</i>	W vs. E Mexico and Central America (AOU 1998)
<i>Pachyramphus major</i>	E Mexico vs. Yucatan Peninsula vs. Chiapas
<i>Corvus corax</i>	Clarión Island vs. mainland
<i>Cistothorus palustris</i>	E vs. W United States vs. C Mexico
<i>Salpinctes obsoletus</i>	Isla Guadalupe vs. Mainland (Omland et al. 2000)
<i>Uropsila leucogastra</i>	Yucatan Peninsula vs. E Mexico
<i>Regulus satrapa</i>	N Mexico vs. S Mexico and Central America
<i>Catharus frantzii</i>	Mexico vs. Central America, east vs west slopes (Phillips 1969)
<i>Myioborus miniatus</i>	Complex variation, Mexico vs. Central and South America
<i>Spindalis zena</i>	Isla Cozumel population vs. disjunct populations in Bahamas (Garrido et al. 1997)
<i>Saltator grandis</i>	E Mexico and Central America vs. Pacific slope of Chiapas
<i>Passerina versicolor</i>	USA and Mexico vs. Baja California vs. Central America
<i>Passerina ciris</i>	E vs. C United States, one population wintering in Mexico (Thompson 1991)
<i>Haplospiza rustica</i>	Oaxaca and Veracruz vs. Central America (Barajas and Phillips 1993)
<i>Aimophila rufescens</i>	W vs E Mexico vs. Central America
<i>Buarremon brunneinucha</i>	W vs E Mexico vs. Central America vs South America

TABLE 2. List of biological species for which splits outside of Mexico affect only nomenclature, but do not change status or species diversity within Mexico. Based partly on "groups" recognized by AOU (1998) and Banks et al. (2000, 2002).

Biological species	Phylogenetic species	References
<i>Cochlearius cochlearius</i>	<i>C. zeledoni</i> (Ridgway 1885)	
<i>Branta bernicla</i>	<i>B. nigricans</i> (Lawrence 1846)	
<i>Anas crecca</i>	<i>A. carolinensis</i> Gmelin 1789	
<i>Melanitta fusca</i>	<i>M. deglandi</i> (Bonaparte 1850)	
<i>M. nigra</i>	<i>M. americana</i> (Swainson 1832)	
<i>Circus cyaneus</i>	<i>C. hudsonius</i> (Linnaeus 1766)	
<i>Accipiter gentilis</i>	<i>A. atricapillus</i> (Wilson 1812)	Thiollay (1994)
<i>Geranospiza caerulescens</i>	<i>G. nigra</i> (Du Bus 1847)	
<i>Asturina nitida</i>	<i>A. plagiata</i> (Schlegel 1862)	
<i>Vanellus chilensis</i>	<i>V. cayennensis</i> (Gmelin 1789)	
<i>Charadrius alexandrinus</i>	<i>C. nivosus</i> (Cassin 1858)	
<i>Numenius phaeopus</i>	<i>N. hudsonicus</i> Latham 1790	Zink et al. (1995)
<i>Larus canus</i>	<i>L. brachyrhynchus</i> Richardson 1831	
<i>Gygis alba</i>	<i>G. candida</i> (Gmelin 1789)	
<i>Leptotila rufaxilla</i>	<i>L. plumbeiceps</i> Sclater and Salvin 1868	
<i>Glaucidium brasilianum</i>	<i>G. ridgwayi</i> Sharpe 1875	König et al. (1999)
<i>Phaethornis striigularis</i>	<i>P. adolphi</i> Gould 1857	
<i>Amazilia cyanura</i>	<i>A. guatemalae</i> Dearborn 1907	
<i>Trogon collaris</i>	<i>T. puella</i> Gould 1845	
<i>Galbula ruficauda</i>	<i>G. melanogenia</i> Sclater 1852	
<i>Formicarius analis</i>	<i>F. moniliger</i> Sclater 1856	
<i>Mionectes oleagineus</i>	<i>M. assimilis</i> Sclater 1859	
<i>Onychorhynchus coronatus</i>	<i>O. mexicanus</i> (Sclater 1857)	
<i>Contopus cinereus</i>	<i>C. brachytarsus</i> (Sclater 1859)	
<i>Myiarchus tyrannulus</i>	<i>M. magister</i> Ridgway 1884	
<i>Myiozetetes similis</i>	<i>M. texensis</i> (Giraud 1841)	
<i>Schiffornis turdinus</i>	<i>S. veraepacis</i> (Sclater & Salvin 1860)	
<i>Vireo leucophrys</i>	<i>V. amauronotus</i> Salvin and Godman 1881	
<i>Hirundo rustica</i>	<i>H. erythrogaster</i> Boddaert 1783	Zink et al. (1995)
<i>Baeolophus bicolor</i>	<i>B. atricristatus</i> Cassin 1850	
<i>Henicorhina leucosticta</i>	<i>H. prosthaleuca</i> (Sclater 1857)	
<i>Nannus troglodytes</i>	<i>N. hiemalis</i> (Vieillot 1819)	
<i>Ramphocaenus melanurus</i>	<i>R. rufiventris</i> (Bonaparte 1837)	
<i>Polioptila plumbea</i>	<i>P. bilineata</i> (Bonaparte 1850)	
<i>Thraupis episcopus</i>	<i>T. cana</i> (Swainson 1836)	
<i>Eucometis penicillata</i>	<i>E. spodocephala</i> (Bonaparte 1854)	
<i>Habia fuscicauda</i>	<i>H. salvini</i> (Berlepsch 1883)	
<i>Cyanocompsa cyanoides</i>	<i>C. concreta</i> (DuBus 1855)	
<i>Melozone leucotis</i>	<i>M. occipitalis</i> (Salvin 1878)	
<i>Sporophila americana</i>	<i>S. corvina</i> (Sclater 1860)	
<i>Haplospiza rustica</i>	<i>H. uniformis</i> (Sclater & Salvin 1873)	
<i>Sicalis luteola</i>	<i>S. chrysops</i> Sclater 1862	

2. *Chlorospingus ophthalmicus*.—The populations of this species are disjunctly distributed in isolated patches of montane forests. Morphological variation is very complex, with each major mountain mass having a population essentially completely distinguishable from the others in terms of morphometrics, plumage coloration, and vocalizations. Recent studies using genetic characters (García-Moreno et al. 2004) support this extreme differentiation, identifying genetically distinct lineages in the Sierra Madre Oriental, Sierra Madre del Sur, Sierra de Los Tuxtlas, and Chiapas highlands. Thus, the BSC treatment of a single species appears quite clearly over-lumped, and we recognize a total of 5 species just within Mexico.

3. *Piaya cayana*.—Populations of this cuckoo are distributed almost continuously from southern Sonora and northern Tamaulipas south through Central and South America. Populations along the Pacific lowlands from Sonora to the Isthmus of Tehuantepec are long-tailed, pale in coloration of the underparts, whereas the forms of eastern Mexico and Central America are shorter-tailed and darker in color. Although a narrow contact zone is present in eastern Oaxaca between the two forms, only one “hybrid” specimen is known and the differences are maintained even in close parapatry.

Comparison of concepts.—One aim of the present paper is to present a comparison of different species concepts in a real-world, regional-fauna application. The BSC presents an attractive theoretical basis (reproductive isolation), but is plagued by biases well-known even to its proponents (e.g. Mayr 1963) and subjects of extensive discussion (Cracraft 1983, McKittrick and Zink 1988, Zink and McKittrick 1995, Zink 2004). Especially apparent in our development of an evolutionary species’ list was the BSC’s problem with allopatric taxa, which we found to have been treated in distinct manners in different taxa (e.g. *Geotrygon carrikeri* was split from *G. lawrencii*, but the similarly distinct *Columba vioscae* not split from *C. fasciata*). Although the “evolution” of the BSC in recent years towards a more split taxonomy (e.g. AOU 1998 and supplements, Pitman and Jehl 1998) eliminates some of these inconsistencies, the concept’s inability to deal with disjunct populations effectively and consistently presents a serious and ongoing problem.

The evolutionary/phylogenetic species concepts, in contrast, are both operational, and so present fewer problems with application to complex situations (Zink and McKittrick 1995)—variation and diagnosable units in most complexes were easily delineated once sufficient series of specimens were assembled and compared. The monophyly criterion under the PSC is clearly more difficult to apply on a fauna-wide basis, given the paucity of phylogenetic and phylogeographic studies of birds. Nevertheless, given the extensive discussion of the application of monophyly crite-

ria to species questions (e.g. Wiley 1981, De Queiroz and Donoghue 1990, Davis and Nixon 1992, Graybeal 1995, Wiley and Mayden 2000), as well as the complications that they introduce into real-world applications, we were less concerned about their exclusion. The ESC, which does not specify a criterion of monophyly, avoids this complication, but otherwise coincides fairly closely with the PSC.

Data types.—The lists presented herein are intended as a preliminary summary of phylogenetic/evolutionary species taxa of Mexican birds. They are presented as a starting point, rather than as a final answer. Our extensive museum studies led us to appreciate the depth of the task—many additional taxa will be found to be distinct as additional specimens become available, and as other character sets (e.g., song characteristics and molecular characters), are considered. These increasingly detailed views of population differentiation will certainly spark further debate regarding the relative merits of different species concepts. Hence, we view this contribution as an ongoing one, which will be updated and revised based on further studies by us, as well as by others.

An important consideration is that of which types of data are necessary for such a revision. Ideally, one would have information on geographic distributions, ecological distributions, morphology, coloration, vocalizations, genetic differentiation, and phylogenetic position, for each group under examination. Practically speaking, though, such complete information is never available—even if specimens in scientific collections are adequate, which is rarely the case (Peterson et al. 1998), time, logistics, and expenses often prevent such exhaustive study.

Considering in more detail two character sets that were not included extensively or at all in older taxonomic efforts, it is interesting to note the relative rarity of truly cryptic species of birds in Mexico. Thirteen biological species were split up with the help of molecular characters; of these, however, six were easily distinguishable without the independent confirmation of the molecular data. The exceptions—e.g., Wetmore’s Bush-Tanager of the Los Tuxtlas massif of southeastern Mexico (*Chlorospingus wetmorei*)—are not strikingly different from other populations, and likely would not have been distinguished had genetic data not been available (Peterson et al. 1992, García-Moreno et al. 2004).

Considering the importance of vocal characteristics, twelve biological species were split up with the help of vocal characteristics; of these, only three (*Crypturellus cinnamomeus*, *Caprimulgus vociferus*, possibly *Uropsila leucogastra*) would have been identifiable without this character set. Interestingly, two of the remaining species are nocturnal (*Glaucidium gnoma*, *Otus cooperi*). In this instance, then, vocal characters may indeed play an important role in recognizing species limits of difficult taxa (Peterson 1998).

Prospects for a world list.—Preparation of this work has provided interesting lessons about the process of preparing large-scale taxonomic revisions. Our interest in Mexican bird taxonomy began with ten years of more traditional, species-by-species efforts, usually presenting both BSC and PSC opinions regarding species limits. These efforts, although not unproductive (Benítez-Díaz 1993; Escalante-Pliego and Peterson 1992; Escalona-Segura and Peterson 1996; Navarro et al. 1992a, b; Peterson 1992, 1993; Peterson et al. 1992; Navarro et al. 2001; Ortíz-Pulido et al. 2002), treated 18 biological species complexes, for a rate of 1.8 per year. Given the summary of evolutionary species concept changes presented herein, which affects 135 biological species, at our present rate of productivity, revision of Mexican bird taxonomy would take another 75 years! Expansion to a world scale would make the challenge more than prohibitive. Addition of work of others, although likely to introduce heterogeneity of taxonomic viewpoints, would reduce the time span somewhat, but not likely to an acceptable 2-5 years. This rate of advance would clearly not arrive at a synthetic, fauna-wide view of Mexico (much less for the world!) in anything approaching a timely fashion. In addition, this species-by-species approach would serve to produce a long-term imbalance among groups that would cause many biases and confusions. For this reason, we decided to attack the challenge on the broader-scale, rapid approach presented herein.

We argue that such regional treatments are important to providing a uniform set of species criteria across avian taxonomy worldwide. The most recent attempt at a world bird taxonomy (Sibley and Monroe 1990), in spite of systemic problems compromising seriously its usefulness (Peterson and Stotz 1992), has been widely incorporated into avian biodiversity studies simply because a recent world list exists! We suggest that a world list under new criteria and species concepts—on the scale of Peters' check-list—is feasible by means of regional committees working in coordination with one another.

Implications.—The value of sweeping taxonomic revisions such as this one, however, is great, with implications in diverse fields. First, for evolutionary studies, recasting the taxonomy in terms of diagnosable units provides a much clearer view of interesting questions. For example, species diversity in the genus *Colinus* under the BSC differs little from other quail genera (e.g. *Dendrortyx*, *Cyrtonyx*, *Callipepla*); under the alternative species concepts, however, the rapid diversification and speciation of *Colinus virginianus* into six distinct phylogenetic/evolutionary species in Mexico alone is apparent. In this way, interesting and appropriate questions are much more available to those investigators not intimately familiar with the fauna.

Considering broader issues related to biodiversity, revising the Mexican avifauna from an evolutionary spe-

cies concept viewpoint made clear that patterns of diversity and endemism are far from independent of species concepts. It is tempting to assume that the alternative concept species, representing subsets of biological species, will produce identical geographic patterns, just with more detail (Amadon and Short 1992). Nevertheless, careful analyses of species lists presented herein demonstrated clear shifts in geographic foci of endemism between species concepts (Peterson and Navarro 1999), suggesting that evaluation of the systematic basis for taxonomic authority lists used in biodiversity analyses is critical.

Perhaps most importantly, the alternative taxonomy of Mexican birds changes dramatically the geographic view of avian diversity in Mexico (Peterson and Navarro 1999). Several areas depauperate of BSC endemic forms under the alternative concepts emerge as concentrations of narrowly endemic species. The Islas Tres Marías lack endemic biological species entirely, but hold nine endemic phylogenetic/evolutionary species. Whereas the Cape Region of Baja California Sur (Rojas-Soto et al. 2003) and Cozumel Island hold two endemic biological species each, each holds six phylogenetic/evolutionary species, emphasizing their importance as foci of endemism. Hence, under the alternative viewpoints, geographic patterns of endemism change, reflecting zones of isolation and historical separation. Thus, our taxonomic proposal represents a working list that will help future research and conservation efforts in the study of Mexico's avian diversity.

Acknowledgments

We thank numerous students and colleagues for assistance in understanding the diversity and species limits of Mexican birds, especially Octavio Rojas, Luis Antonio Sánchez, and Hesiquio Benítez. Thanks to Ed Wiley for a thoughtful review of the manuscript. Comments on different versions of this manuscript were obtained from Joel Cracraft, Richard Prum, John Bates, Robert Dickerman, Kenneth Parkes, George Barrowclough, Robert Zink, J. Van Remsen, Mark Robbins, Nathan Rice, Juan José Morrone, Octavio Rojas, Luis Antonio Sánchez, the late Ned Johnson, and several anonymous reviewers. Thanks also to the curators and staff of the museums listed above for kind hospitality and access to specimens and information under their care. Finally, thanks to the National Science Foundation, Comisión Nacional para el Uso y Conocimiento de la Biodiversidad (Conabio), Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), Dirección General de Asuntos del Personal Académico de la Universidad Nacional Autónoma de México (PAPIIT IN-214200 and 233002), and British Council (Mexico) for funding necessary for these studies.

Literature Cited

- AINLEY, D. C. 1980. Geographic variation in Leach's Storm-petrel. *Auk* 97:837-853.
- ALDRICH, J. W. 1944. Notes on the Steller's jays (*Cyanocitta stelleri*) of southern Mexico. *Proceedings Biological Society of Washington* 57:23-24
- ALDRICH, J. W. 1984. Ecogeographical variation in size and proportions of Song Sparrows (*Melospiza melodia*). *Ornithological Monographs* 35:1-135.
- ALDRICH, J. W. & JAMES, F. C. 1991. Ecogeographic variation in the American robin (*Turdus migratorius*). *Auk* 108:230-249
- AMADON, D., & SHORT, L. L. 1992. Taxonomy of lower categories—suggested guidelines. *Bulletin of the British Ornithologists' Club Supplement* 112A:11-38.
- AOU. 1983. Check-list of North American birds, 6th ed. American Ornithologists' Union, Washington, D.C.
- AOU. 1998. Check-list of North American birds, 7th ed. American Ornithologists' Union, Washington, D.C.
- BAKER, J. M., LÓPEZ-MEDRANO, E., NAVARRO, A.G., ROJAS-SOTO, O. R. & OMLAND, K. E. 2003. Recent speciation in Orchard Orioles group: divergence of *Icterus spurius spurius* and *Icterus spurius fuertesi*. *Auk* 120: 848-859.
- BANKS, R. C. 1987. Taxonomic notes on Singing-quail (Genus *Dactylortyx*) from Western and Southern Mexico. *Occasional Papers Western Foundation of Vertebrate Zoology* 4:1-6
- BANKS R. C., CICERO, C., DUNN, J. L., KRATTER, A. W., OUELLET, H., RASMUSSEN, P. C., REMSEN JR., J. V., RISING, J. A. & STOTZ, D.F. 2000. Forty-second supplement to the American Ornithologists' Union Check-list of North American Birds. *Auk*, 117: 847-858.
- BANKS, R. C., CICERO, C., DUNN, J.L., KRATTER, A. W., RASMUSSEN, P. C., REMSEN JR., J. V. & STOTZ, D. F. 2002. Forty-third supplement to the American Ornithologists' Union Check-list of North American Birds. *Auk* 119: 897-906.
- BAPTISTA, L. F. 1978. A revision of the Mexican *Piculus* (Picidae) complex. *Wilson Bulletin* 90:159-181.
- BARAJAS L., F. C. & PHILLIPS, A. R. 1993. A *Haplospiza* Finch in Western Mexico; the lessons of an enigma. *Bulletin British Ornithologists' Club* 114:36-46
- BARROWCLOUGH, G. F. 1980. Genetic and phenotypic differentiation in a wood warbler (genus *Dendroica*) hybrid zone. *Auk* 97:655-668.
- BARROWCLOUGH, G.F. & GUTIERREZ, R. J. 1990. Genetic variation and differentiation in the Spotted Owl (*Strix occidentalis*). *Auk* 107:737-744.
- BENÍTEZ-DÍAZ, H. 1993. Geographic variation in morphology and coloration of the Acorn Woodpecker (*Melanerpes formicivorus*). *Condor* 95:63-71.
- BERLIOZ, J. 1943. Etude critique des trochilidés du genre *Lampornis* Swainson. *Oiseaux* 13:74-83.
- BINFORD, L. C. 1965. Two new subspecies of birds from Oaxaca, Mexico. *Occasional Papers Museum of Zoology Louisiana State University* 30:1-6.
- BINFORD, L. C. 1989. A distributional survey of the birds of the Mexican state of Oaxaca. *Ornithological Monographs* 43:1-405.
- BURNS, K. J. 1998. Molecular phylogenetics of the genus *Piranga*: implications for biogeography and the evolution of morphology and behavior. *Auk* 115:621-634.
- CORTÉS-RODRÍGUEZ, M. N. 2003. Filogeografía de *Lampornis amethystinus* Swainson (Aves: Trochilidae). Unpubl. B. S. Dissertation Facultad de Ciencias, UNAM, Mexico.
- CRACRAFT, J. 1983. Species concepts and speciation analysis. *Current Ornithology* 1:159-187.
- CRACRAFT, J. 1992. The species of the birds-of-paradise (Paradisaeidae): applying the phylogenetic species concept to a complex pattern of diversification. *Cladistics* 8:1-43.
- DAVIS, J. I., & NIXON, K.C. 1992. Populations, genetic variation, and the delimitation of phylogenetic species. *Systematic Biology* 41:421-435.
- DICKERMAN, R.W. 1965. The nomenclature of the Red-winged Blackbird (*Agelaius phoeniceus*) of south-central Mexico. *Occasional Papers Museum of Zoology Louisiana State University* 31:1-6.
- DICKERMAN, R.W. 1981. Geographic variation in the scrub *Euphonia*. *Occasional Papers Museum of Zoology Louisiana State University* 59:1-6.
- DICKERMAN, R.W. 1990. The Scaled Antpitta, *Grallaria guatemalensis* in Mexico. *Southwestern Naturalist* 35:460-463.
- DICKERMAN, R.W. 1997. Geographic variation in southwestern U. S. and Mexican Spotted Owls, with the description of a new subspecies. Pp 45-48 In: Dickerman, R. W. (ed.) *The era of Allan R. Phillips: a festschrift*. Albuquerque, New Mexico, USA.
- DICKERMAN, R.W. & PHILLIPS, A. R. 1970. Taxonomy of the common meadowlark (*Sturnella magna*) in Central and southern Mexico and Caribbean Central America. *Condor* 72:305-309.
- DICKSON, K. M. 2000. The diversity of Canada Geese. *Occasional Papers Canadian Wildlife Service* 103:11-24.
- DE QUEIROZ, K. & DONOGHUE, M. J. 1988. Phylogenetic species concepts and species revisited. *Cladistics* 6:83-90.

- ESCALANTE P., P. & PETERSON, A. T. 1992. Geographic variation and species limits in the hummingbird genus *Thalurania*. *Wilson Bulletin* 104:205-219.
- ESCALANTE P., P., NAVARRO S., A. G. & PETERSON, A. T. 1993. A geographic, historical, and ecological analysis of avian diversity in Mexico. In *The biological diversity of Mexico: origins and distribution* (T. P. Ramamoorthy, R. Bye, A. Lot, and J. Fa, Eds.). Oxford University Press, New York. Pp. 281-307.
- ESCALONA-SEGURA, G. & PETERSON, A.T. 1997. Variable plumage ontogeny in the Black (*Turdus infuscatus*) and Glossy-black (*T. serranus*) robins. *Wilson Bulletin* 109:182-184.
- GARCÍA-DERAS, G. M. 2003. Límites de especies dentro del complejo *Cyananthus latirostris* (Aves: Trochilidae). Unpubl. B. S. Dissertation Facultad de Ciencias, UNAM, Mexico.
- GARCÍA-MORENO, J., NAVARRO-SIGÜENZA, A. G., PETERSON, A. T. & SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, L. A. 2004 (in press). Genetic variation coincides with geographic structure in the common bush tanager (*Chlorospingus ophthalmicus*) complex from Mexico. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 33:186-196.
- GARRIDO, O. H., PARKES, K. C., REYNARD, G. B., KIRKCONNELL, A. K. & SUTTON, R. 1997. Taxonomy of the Stripe-headed Tanager, genus *Spindalis* (Aves: Thraupidae) of the West Indies. *Wilson Bulletin* 109:561-594.
- GARRIDO, O. H., PETERSON, A. T., & KOMAR, O. 1999. Geographic variation and taxonomy of the Cave Swallow (*Hirundo fulva*) complex, with the description of a new subspecies from Puerto Rico. *Bulletin British Ornithologists' Club* 119:80-91
- GORDILLO-MARTÍNEZ A. 2000. Modelling distributions of Mexican Odontophoridae: implications in conservation. *Proceedings of the 2nd International Galliformes Symposium*. Kathmandu and Royal Chitwan National Park, Nepal. Pp. 79-85.
- GRAYBEAL, A. 1995. Naming species. *Systematic Biology* 44:237-250.
- GRISCOM, L. 1934. The ornithology of Guerrero, Mexico. *Bulletin Museum of Comparative Zoology* 75: 367-422.
- GROTH, J. G. 1993. Evolutionary differentiation in morphology, vocalizations, and allozymes among nomadic sibling species in the North American Red Crossbill (*Loxia curvirostra*) complex. *University of California Publications in Zoology* 127:1-143.
- HILTY, S. L. & BROWN, W. L. 1986. *A guide to the birds of Colombia*. Princeton University Press, USA.
- HINKELMANN, C., & SCHUCHMANN, K. L. 1997. Phylogeny of the hermit hummingbirds (Trochilidae: Phaethornithinae). *Studies of Neotropical Fauna & Environment* 32:142-163.
- HOLT, E. G. 1928. The status of the Great White Heron (*Ardea occidentalis* Audubon) and Wurdemann's Heron (*Ardea wurdemanni* Baird). *Special Publications Cleveland Museum of Natural History* 1:1-35.
- HONEY-ESCANDÓN, M. B. I. 2002. Filogeografía de las poblaciones del Carpintero Arlequín *Melanerpes formicivorus* (Aves: Picidae). Unpubl. B. S. Dissertation Facultad de Ciencias, UNAM, Mexico.
- HOWELL, S. N. G. 1993. Taxonomy and distribution of the hummingbird genus *Chlorostilbon* in Mexico and northern Central America. *Euphonia* 2:25-37.
- HOWELL, S. N. G. 1994. The specific status of Black-faced Ant-thrushes in Middle America. *Cotinga* 1:21-25.
- HOWELL, S. N. G. 1993. A taxonomic review of the Green-fronted Hummingbird. *Bulletin British Ornithologists' Club* 113:179-187.
- HOWELL, S. N. G., & ROBBINS, M. B. 1995. Species limits of the Least Pygmy-Owl (*Glaucidium minutissimum*) complex. *Wilson Bulletin* 107:7-25.
- HOWELL, S. N. G., & WEBB, S. 1995. *A guide to the birds of Mexico and northern Central America*. Oxford University Press, Oxford.
- HUBBARD, J. P. 1977. The biological and taxonomic status of the Mexican Duck. *New Mexico Department of Game & Fish Bulletin* 6:56.
- HUEY, L. M. 1930. Comments on the marsh sparrows of southern and Lower California, with the description of a new race. *Transactions San Diego Society of Natural History* 6:203-206
- IBÁÑEZ-HERNÁNDEZ, P.G. 2000. Sistemática del complejo "*Momotus momota*" (Aves: Momotidae). Unpub. Dissertation M. Sc., Maestría en Ciencias, Biología Animal, Facultad de Ciencias, UNAM.
- JARAMILLO, A. & BURKE, P. 1999. *New world blackbirds: the icterids*. Princeton University Press, USA.
- JEHL, J. R. JR. 1971. The status of *Carpodacus mcgregori*. *Condor* 73:375-376.
- JEHL, J. R. JR. 1975. The biology and taxonomy of Townsend's Shearwater. *Le Gerfault* 72:121-135.
- JEHL, J. R. JR. & BOND, S. I. 1975. Morphological variation and species limits in murrelets of the genus *Endomychura*. *Transactions San Diego Society of Natural History* 18:9-24.
- JEHL, J. R. JR. 1982. The biology and taxonomy of Townsend's shearwater. *Le Gerfault-De Giervalk* 72:121-135

- JOHNSON, N. K., & MARTEN, J. A. 1992. Macrogeographic patterns of morphometric and genetic variation in the Sage Sparrow complex. *Condor* 94:1-19.
- KÖNIG, C., WIECK, F. & BECKING, J. H. 1999. Owls: a guide to the owls of the world. Pica Press, The Banks, Sussex, UK.
- LEGER, D. W. & MOUNTJOY, D. J. 2003. Geographic variation in song of the Bright-rumped Attila (Tyrannidae: *Attila spadiceus*): Implications for species status. *Auk* 120:69-74
- LOUSADA, S. A., & HOWELL, S. N. G. 1996. Distribution, variation, and conservation of Yellow-headed Parrots in northern Central America. *Cotinga* 5:46-53.
- LOVETTE, I. J. & BERMINGHAM, E. 2001. Mitochondrial perspective on the phylogenetic relationships of the *Parula* Warblers. *Auk* 118:211-215.
- LOWE, P. R. 1912. Observations on the genus *Coereba*, together with an annotated list of the species. *Ibis* July 1912: 489-528.
- MARANTZ, C. A. 1997. Geographic variation of plumage patterns in the woodcreeper genus *Dendrocolaptes* (Dendrocolaptidae) in South America. *Ornithological Monographs* 48:399-499
- MARÍN, M. 1997. Species limits and distribution of some New World Spine-tailed Swifts (*Chaetura* spp.). *Ornithological Monographs* 48:399-42
- MARSHALL, J. T. JR. 1967. Parallel variation in North and Middle American Screech-owls. *Monographs Western Foundation of Vertebrate Zoology* 1:1-72
- MAYR, E. 1942. Systematics and the origin of species. Columbia University Press, New York.
- MAYR, E. 1963. Animal species and evolution. Harvard University Press, Cambridge.
- MAYR, E., & SHORT, L. L. 1970. Species taxa of North American birds: A contribution to comparative systematics. *Publications of the Nuttall Ornithological Club* 9:1-127.
- MCKITRICK, M. C., & ZINK, R. M. 1988. Species concepts in ornithology. *Condor* 90:1-14.
- MENNILL, D. J. 2001. Song characteristics and singing behavior of the Mangrove Warbler (*Dendroica petechia bryanti*). *Journal of Field Ornithology* 72:327-337.
- MILÁ, B., GIRMAN, D. J., KIMURA, M. & SMITH, T. B. 2000. Genetic evidence for the effect of a postglacial population expansion on the phylogeography of a North American songbird. *Proceedings Royal Society of London B*. 267:1033-1040.
- MILLER, A. H. 1941. Speciation in the avian genus *Junco*. University of California Publications in Zoology 44:173-434
- MILLER, A. H., FRIEDMANN, H., GRISCOM, L. & MOORE, R. T. 1957. Distributional check-list of the birds of Mexico. Part II. Pacific Coast Avifauna 33. Cooper Ornithological Society.
- MITTERMEIER, R. A. 1988. Primate diversity and the tropical forest. In *Biodiversity* (E. O. Wilson, Ed.), National Academy Press, Washington, D.C. Pages 145-154
- MONROE, B. L. & HOWELL, T. R. 1966. Geographic variation in Middle American parrots of the *Amazona ochrocephala* complex. *Occasional Papers Museum of Zoology Louisiana State University* 34:1-18.
- MOORE, R. T. 1939. A review of the house finches of the subgenus *Burrica*. *Condor* 41: 177-205.
- MOORE, R. T. & MARSHALL, J. T. JR. 1959. A new race of Screech-owl from Oaxaca. *Condor* 61:224-225.
- MUNDY, N. I., BADCOCK, N. S., HART, T., SCRIBNER, K., JANSSEN, K. & NADEAU, N. J. 2004. Conserved genetic basis of a quantitative plumage trait involved in mate choice. *Science* 303:1870-1873
- NAVARRO, A. G. 1998. Distribución geográfica y ecológica de la avifauna del estado de Guerrero, México. Unpubl. Ph. D. Dissertation, UNAM, Mexico.
- NAVARRO S., A. G., PETERSON, A. T., P. ESCALANTE P., & BENÍTEZ D., H. 1992. *Cypseloides storeri*: A new species of swift from Mexico. *Wilson Bulletin* 104:55-64.
- NAVARRO, A. G., & BENÍTEZ-DÍAZ, H. 1993. Patrones de riqueza y endemismo de las aves. *Ciencias* 7:45-54.
- NAVARRO, A. G. & PETERSON, A. T. 1999. Comments on the taxonomy of the genus *Cynanthus* (Swainson), with a restricted type locality for *C. doubledayi*. *Bulletin British Ornithologists' Club* 119:109-112.
- NAVARRO, A. G., PETERSON, A. T., LÓPEZ-MEDRANO, E. & BENÍTEZ D., H. 2001. Species limits in Mesoamerican *Aulacorhynchus* toucanets. *Wilson Bulletin* 113:363-372.
- OBERHOLSER, H. C. 1903. The North American forms of *Astragalinus psaltria* (Say). *Proceedings Biological Society of Washington* 16:113-116
- OLSON, S. L. 1998. Towards a less imperfect understanding of the systematics and biogeography of the Clapper Rail and King Rail complex (*Rallus longirostris* and *R. elegans*). In: Dickerman, R. W. (ed.) *The era of Allan R. Phillips: a festschrift*. Albuquerque, New Mexico, USA. Pp 93-112
- OMLAND, K. E., TARR, C. L., BOARMAN, W. I., MARZLUFF, J. M. & FLEISCHER, R. B. 2000. Cryptic genetic variation and paraphyly in ravens. *Proceedings Royal Society London B*. 267:2475-2482.
- ORR, R. T. & RAY, M. S. 1945. Critical comments on seed-eaters of the genus *Amaurospiza*. *Condor* 47:225-228.

- ORTIZ-PULIDO, R., PETERSON, A.T., ROBBINS, M. B., DIAZ, R., NAVARRO S., A. G & ESCALONA-SEGURA, G. 2002. The Mexican Sheartail (*Doricha eliza*): morphology, behavior, distribution, and endangered status. Wilson Bull. 114:1-8.
- OUELLET, H. 1992. Speciation, zoogeography and taxonomic problems in the Neotropical genus *Sporophila* (Aves: Emberizinae). Bulletin British Ornithologists' Club, Centenary Supplement 112a:225-235
- PARKES, K. C. 1954. A revision of the Neotropical finch *Atlapetes brunnei-nucha*. Condor 56:129-137.
- PETERS, J. L. 1931-1987. Check-list of birds of the world [16 vols]. Museum of Comparative Zoology, Harvard University, Cambridge, Massachusetts.
- PETERSON, A. T. 1990. Evolutionary relationships of the *Aphelocoma* jays. Unpub. Ph.D. Dissertation, University of Chicago, USA.
- PETERSON, A. T. 1992. Phylogeny and rates of molecular evolution in the jays of the genus *Aphelocoma* (Corvidae). Auk 109:134-148.
- PETERSON, A. T. 1993. Species status of *Geotrygon carrikeri*. Bulletin British Ornithologists' Club 113:166-168.
- PETERSON, A. T. 1998. New species and new species limits in birds. Auk 115:555-558.
- PETERSON, A. T., NAVARRO-SIGÜENZA, A. G & BENÍTEZ-DÍAZ, H. 1998. The need for continued scientific collecting: A geographic analysis of Mexican bird specimens. Ibis 140:288-294.
- PETERSON, A. T., & NAVARRO-SIGÜENZA, A. G. 1996. Review of: A guide to the birds of Mexico and northern Central America. Auk 113:975-977.
- PETERSON, A. T., & NAVARRO-SIGÜENZA, A. G. 1999. Alternate species concepts as bases for determining priority conservation areas. Conservation Biology 13:427-431.
- PETERSON, A. T. & NAVARRO, A. G. 2000. A new taxon in the *Amazilia viridifrons* (Chordata: Aves: Trochilidae) complex of southern Mexico. Proceedings Biological Society of Washington 113:864-870.
- PETERSON, A. T., RICE, N. H. & NAVARRO-SIGÜENZA, A. G. in press. Geographic variation in the Rosy Thrush-tanager (*Rhodinocichla rosea*) complex. Biota Neotropica 4(2):1-7.
- PETERSON, A. T., & STOTZ, D. F. 1992. Review of: Distribution and taxonomy of birds of the world. Ibis 134:306-308.
- PETERSON, A. T., ESCALANTE, P., & NAVARRO-SIGÜENZA, A. G. 1992. Genetic differentiation among Mexican populations of Chestnut capped Brush Finches (*Atlapetes brunneinucha*) and Common Bush Tanagers (*Chlorospingus ophthalmicus*). Condor 94:242-251.
- PHILLIPS, A. R. 1965. Notas sistemáticas sobre aves mexicanas. I. Anales Instituto de Biología UNAM 32:333-381.
- PHILLIPS, A. R. 1965. Notas sistemáticas sobre aves mexicanas. III. Revista Sociedad Mexicana de Historia Natural 25:217-242.
- PHILLIPS, A. R. 1969. An ornithological comedy of errors: *Catharus occidentalis* and *C. frantzii*. Auk 86:605-623.
- PHILLIPS, A. R. 1981. Subspecies vs. forgotten species: the case of Grayson's Robin (*Turdus graysoni*). Wilson Bulletin 93:301-309.
- PHILLIPS, A. R. 1986. The known birds of North and Middle America: Part I. Allan R. Phillips, Denver, Colorado.
- PHILLIPS, A. R. 1991. The known birds of North and Middle America: Part II. Allan R. Phillips, Denver, Colorado.
- PHILLIPS, A. R. 1995. The northern races of *Icterus pustulatus* (Icteridae), Scarlet-Headed or Streaked-backed Oriole. Bulletin British Ornithologists' Club 115:98-105
- PHILLIPS, A. R., MARSHALL, J. & MONSON, G. 1964. The birds of Arizona. University of Arizona Press, Tucson.
- PITELKA, F. A. 1951. Speciation and ecologic distribution in American jays of the genus *Aphelocoma*. University of California Publications in Zoology 50:195-464.
- PITMAN, R. L., & JEHL, J. R. JR. 1998. Geographic variation and reassessment of species limits in the "Masked" Boobies of the eastern Pacific Ocean. Wilson Bulletin 110:155-170.
- PRUM, R. O. 1994. Species status of the White-fronted Manakin, *Lepidothrix serena* (Pipridae), with comments on conservation biology. Condor 96:692-702.
- RAITT, R. J. 1967. Relationships between black-eared and plain-eared forms of bushtits (*Psaltriparus*). Auk 84: 503-528.
- RICE, N. H., PETERSON, A. T., & ESCALONA-SEGURA, G. 1999. Phylogenetic patterns in the Neotropical *Troglodytes* wrens. Condor 101:446-451.
- RISING, J. D. 1996. The sparrows of the United States and Canada. Academic Press, San Diego, California, USA.
- RISING, J. D. 2001. Geographic variation in size and shape of Savannah Sparrows (*Passerculus sandwichensis*). Studies in Avian Biology 23:1-65.
- ROBBINS, M. B. & HOWELL, S. N. G. 1995. A new species of Pygmy-owl (Strigidae: *Glaucidium*) from the eastern Andes. Wilson Bulletin 107:1-6.

- RODRÍGUEZ-ESTRELLA, R., MATA, E. & RIVERA, L. 1992. Ecological notes on the Green Parakeet of Isla Socorro, Mexico. *Condor* 94:523-525.
- RODRÍGUEZ-YÁÑEZ, C. A., VILLALÓN, R. M. & NAVARRO, A. G. 1994. Bibliografía de las aves de México (1825-1992). Publicaciones Especiales del Museo de Zoología de la Facultad de Ciencias, UNAM. 8:1-146.
- ROJAS-SOTO, O. R. 2003. Geographic variation of the Curve billed Thrasher (*Toxostoma curvirostre*) complex. *Auk* 120:311-322
- ROJAS-SOTO, O. R., ALCÁNTARA-AYALA, O. & NAVARRO, A. G. 2003. Regionalization of the avifauna of the Baja California Peninsula, Mexico: a parsimony analysis of endemism and distributional modelling approach. *Journal of Biogeography* 30: 449-461
- RUEGG, K. C. & SMITH, T. B. 2002. Not as the crow flies: a historical explanation for circuitous migration in Swainson's Thrush (*Catharus ustulatus*). *Proceedings Royal Society London B (On Line) D:O:I: 10.1098. RSPB 2002.20032.*
- SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, L. A. 2002. Variación geográfica y límites de especies en el complejo *Chlorospingus ophthalmicus* (Aves: Thraupidae) de Mesoamérica. Unpubl. B. S. Dissertation Facultad de Ciencias, UNAM, Mexico.
- SELANDER, R. K. 1959. Polymorphism in Mexican Brown Jays. *Auk* 76:385-417.
- SELANDER, R. K. 1964. Speciation in wrens of the genus *Campylorhynchus*. University of California Publications in Zoology 74:1-259.
- SELANDER, R. K. & GILLER, D. R. 1963. Species limits in the Woodpeckers of the genus *Centurus* (Aves). *Bulletin American Museum of Natural History* 124:217-273.
- SEUTIN, G., KLEIN, N. K., RICKLEFS, R. E. & BERMINGHAM, E. 1994. Historical biogeography of the bananaquit (*Coereba flaveola*) in the Caribbean region: a mitochondrial DNA assessment. *Evolution* 48:1041-1061.
- SIBLEY, C. G. 1950. Species formation in the red-eyed towhees of Mexico. University of California Publications in Zoology 50:109-194.
- SIBLEY, C. G. 1954. Hybridization in the red-eyed towhees of Mexico. *Evolution* 8:252-290.
- SIBLEY, C. G. & WEST, D. A. 1958. Hybridization in the red-eyed towhees of Mexico: the eastern Plateau populations. *Condor* 60:85-104.
- SIBLEY, C. G., & MONROE, B. L. JR. 1990. Distribution and taxonomy of the birds of the world. Yale University Press, New Haven, Connecticut.
- SOSA, J. R. 2004. Variación geográfica de las vocalizaciones en las poblaciones de *Chlorospingus ophthalmicus* de México (Passeriformes: Thraupidae). Unpubl. B. S. Dissertation, Facultad de Ciencias, UNAM, México.
- STORER, R. W. 1952. Variation in the Sharp-shinned Hawks of Mexico. *Condor* 54:283-289.
- SWEET, P. R., BARROWCLOUGH, G. F., KLIČKA, J. T., MONTAÑEZ-GODOY, L. & ESCALANTE-PLIEGO, P. 2001. Recolonization of the flicker and other notes from Isla Guadalupe, Mexico. *Western Birds* 32:71-80.
- THIOLLAY, J. M. 1994. Accipitridae. In: Del Hoyo, J., J. Sargatal & J. Elliott (Eds.) *Handbook of the birds of the world. Vol. 2. New World Vultures to Guineafowl*. Lynx Edicions, Barcelona, Spain.
- THOMPSON, C. W. 1991. Is the Painted Bunting actually two species? Problems determining species limits between allopatric populations. *Condor* 93:987-1000.
- VAN ROSSEM, A. J. 1931. Notes on the races of *Saltator grandis* (Lichtenstein). *Transactions San Diego Society of Natural History* 7:21-24.
- WEBSTER, J. D. 1963. A revision of the Rose-throated Becard. *Condor* 65:383-399.
- WELLER, A. A. 1997. On types of Trochilids in the Natural History Museum, Tring. I. *Amazilia sumichrasti* Salvin, in relation to morphology and biogeography within the *A. beryllina* complex. *Bulletin British Ornithologists' Club* 118:249-255
- WILEY, E. O. 1978. The evolutionary species concept reconsidered. *Systematic Zoology* 27:17-26.
- WILEY, E. O. 1981. *Phylogenetics: The theory and practice of phylogenetic systematics*. J. Wiley and Sons, New York.
- WILEY, E. O. & MAYDEN, R. L. 2000. The evolutionary species concept. In Wheeler, Q.D., and Meier, R., Eds., *Species concepts and Phylogenetic Theory: A Debate*, pp. 70-89. New York: Columbia University Press. 230 pp.
- WINKLER, H., CHRISTIE, D. A. & NURNEY, D. 1995. *Woodpeckers. A guide to the Woodpeckers, Piculets and Wrynecks of the World*. Pica Press, Sussex, UK.
- ZINK, R. M. 1988. Evolution of brown towhees: Allozymes, morphometrics, and species limits. *Condor* 90:72-82.
- ZINK, R. M. 1994. The geography of mitochondrial DNA variation, population structure, hybridization, and species limits in the Fox Sparrow (*Passerella iliaca*). *Evolution* 48:96-111.
- ZINK, R. M. 2004. The role of subspecies in obscuring avian biological diversity and misleading conservation policy. *Proceedings Royal Society (Biological Sciences)* 271(1539):561-564

- ZINK, R. M. & DITTMANN, D. L. 1993. Gene flow, refugia, and the evolution of geographic variation in the Song Sparrow (*Melospiza melodia*). *Evolution* 47:717-729
- ZINK, R. M., & MCKITRICK, M. C. 1995. The debate over species concepts and its implications for Ornithology. *Auk* 112:701-719.
- ZINK, R. M., ROHWER, S., ANDREEV, A. V. & DITTMAN, D. L. 1995. Trans-Beringia comparisons of mitochondrial DNA differentiation in birds. *Condor* 97: 639-649
- ZINK, R., BLACKWELL, R. & ROJAS-SOTO, O. 1997. Species limits in the Leconte's Thrasher (*Toxostoma lecontei*). *Condor* 99:132-138.

Title: An Alternative Species Taxonomy Of The Birds Of Mexico

Authors: Adolfo G. Navarro-Sigüenza, A. Townsend Peterson

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?taxonomic-review+BN03504022004>

Date Received 11/18/2003 - Revised 08/17/2004
Accepted 09/09/2004

ISSN 1676-0611

Appendix. A working list of biological species that are divisible into multiple evolutionary species. Status column is coded as: E endemic to Mexico, and Q quasiendemic to Mexico (i. e., with northern or southern limits of range more or less coincident with Mexico's borders). Subspecies with question marks indicate that not enough specimens were available for definite allocation into a given species. References are given when available, though only when they add critical details to the understanding of variation in a particular species complex. NA= North America, SA= South America, CA= Central America.

Biological species	Evolutionary species	Author	Distribution	Status	Characters	Mexican subspecies included	References and comments
<i>Crypturellus cinnamomeus</i>	<i>C. cinnamomeus</i>	(Lesson 1842)	E Mexico to Costa Rica	-	rufous, both sexes barred above, vocal characters	<i>cinnamomeus</i> , <i>goldmani</i> , <i>sallaei</i> , <i>mexicanus</i> , <i>soconuscensis</i> , <i>vicinior</i> , <i>intermedius</i>	Howell and Webb (1995)
	<i>C. occidentalis</i>	(Salvadori 1895)	W Mexico, S Sonora to C Guerrero	E	grayish, male not barred above, vocal characters	<i>occidentalis</i>	
<i>Puffinus auricularis</i>	<i>P. auricularis</i>	C. H. Townsend 1890	Islas Revillagigedo	E	black extends farther down behind eye than in Hawaiian populations	<i>auricularis</i>	Excludes <i>newelli</i> of Hawaii (Jehl 1982)
<i>Oceanodroma leucorhoa</i>	<i>O. leucorhoa</i>	(Vieillot 1818)	Pacific and Atlantic oceans	-	large size, white rump	<i>willeti</i> , <i>chapmani</i> , <i>cheimomnestes</i>	Ainley (1980)
	<i>O. socorroensis</i>	C. H. Townsend 1890	Isla Guadalupe	E	small size, dark rump	<i>socorroensis</i>	
<i>Ardea herodias</i>	<i>A. herodias</i>	Linnaeus 1758	Continental NA, Galapagos	-	gray coloration	<i>hyperonca</i> , <i>herodias</i> , <i>treganzai</i> , <i>wardi</i> , <i>sanctilucae</i> , <i>lessonii</i>	The form <i>wurdemannii</i> is considered to be either an hybrid of <i>A. herodias</i> x <i>A. occidentalis</i> , or a naturally occurring color morph of <i>A. herodias</i> (Holt 1928)
	<i>A. occidentalis</i>	Audubon 1835	Caribbean, Quintana Roo, and Florida, S to Venezuela	-	white coloration	<i>occidentalis</i>	
<i>Chen caerulescens</i>	<i>C. caerulescens</i>	(Linnaeus 1758)	E arctic America, winter to N Mexico	-	blue coloration	<i>caerulescens</i>	Although both forms are diagnosable, the current genetic exchange may prove that they are not longer evolving as independent lineages. If so, just one species should be recognized (see Mundy et al. 2004)
	<i>C. hyperborea</i>	(Pallas 1769)	W arctic America, winter to N Mexico	-	black and white coloration	<i>hyperborea</i>	
<i>Branta canadensis</i>	<i>B. canadensis</i>	(Linnaeus 1758)	NA, wintering to Mexico	-	very large size, breast gray to base of throat, bill relatively long	<i>parvipes</i> , <i>moffitti</i>	Dickson (2000)
	<i>B. hutchinsii</i>	(Richardson 1832)	E arctic Canada, wintering to Mexico	-	relatively large size, breast gray to base of throat, bill long	<i>hutchinsii</i>	
	<i>B. leucopareia</i>	(Brandt 1836)	NW NA, wintering to Mexico	-	relatively small, white ring at base of neck	<i>leucopareia</i>	
	<i>B. minima</i>	Ridgway 1885	NW Alaska, wintering to Mexico	-	extremely small, breast gray to base of throat	<i>minima</i>	

<i>Anas platyrhynchos</i>	<i>A. platyrhynchos</i>	Linnaeus 1758	N Hemisphere	-	brightly colored male plumage	<i>platyrhynchos</i>	Hubbard (1977)
	<i>A. diazi</i>	Ridgway 1886	SW USA to C Mexico	Q	female-like male plumage	<i>diazi, novimexicana</i>	
<i>Accipiter striatus</i>	<i>A. striatus</i>	Vieillot 1808	Breeds Alaska to Oaxaca, winters to Panama	-	slate-blue back, reddish breast	<i>striatus, velox, suttoni, madrensis</i>	Storer (1952)
	<i>A. chionogaster</i>	(Kaup 1852)	Highlands, Chiapas to Nicaragua	-	blackish back, white breast	<i>chionogaster</i>	
<i>Buteo magnirostris</i>	<i>B. magnirostris</i>	(Gmelin 1788)	Lowlands, Mexico S to SA	-	large size, gray mantle	<i>direptor, petersi, griseocauda, conspectus, xantusi</i>	Peters and Griscom (1929)
	<i>B. gracilis</i>	(Ridgway 1885)	Islas Cozumel and Holbox	E	small size, brown mantle	<i>gracilis</i>	
<i>Buteo lineatus</i>	<i>B. lineatus</i>	(Gmelin 1788)	Canada and E USA S to C Mexico	-	underparts pale and streaked rusty, wings less boldly patterned	<i>lineatus, texanus, alleni</i>	
	<i>B. elegans</i>	Cassin 1855	W NA S to Baja California and Sinaloa	-	underparts rich and almost solid rusty	<i>elegans</i>	
<i>Falco sparverius</i>	<i>F. sparverius</i>	Linnaeus 1758	Breeds N NA to Guerrero, winters to Panama	-	rufous crown patch, underparts rusty	<i>sparverius, peninsularis</i>	South American forms may also represent a species complex given extreme variation in coloration (Hilty and Brown 1986)
	<i>F. tropicalis</i>	(Griscom 1930)	Breeds Chiapas and Guatemala S to SA	-	no rufous in crown, male whitish underneath	<i>tropicalis</i>	
<i>Cyrtonyx montezumae</i>	<i>C. montezumae</i>	(Vigors 1830)	SW USA to TV Belt and N Oaxaca	Q	sides and flanks spotted white, ground color of sides blackish	<i>mearnsi, montezumae, merriami</i>	
	<i>C. sallei</i>	J. Verreaux 1859	Sierra Madre del Sur, Michoacán to Oaxaca	E	posterior flanks spotted rufous, ground color of sides medium gray	<i>sallei, rowleyi</i>	
<i>Colinus virginianus</i>	<i>C. ridgwayi</i>	Brewster 1885	Arizona (formerly) and Sonora	E	head and throat black, forehead and crown brick, belly rusty	<i>ridgwayi</i>	Gordillo-Martínez (2000)
	<i>C. coyolcos</i>	(P. L. S. Müller 1776)	Pacific slope, Guerrero to Chiapas	E	head black, forehead and crown brick, throat white, belly rusty	<i>coyolcos, atriceps, insignis, salvini</i>	
	<i>C. virginianus</i>	(Linnaeus 1758)	USA S to NE Mexico	-	head brown and black, with white eyeline, belly barred black and white	<i>texanus, maculatus, aridus</i>	
	<i>C. pectoralis</i>	(Gould 1843)	Foothills, C Veracruz	E	head black, white eyeline, throat white, breast black, belly rusty	<i>pectoralis, nigripectus</i>	
	<i>C. graysoni</i>	(Lawrence 1867)	C N Mexico and Balsas Basin	E	head black, white eyeline, throat white, upper breast black, belly rusty	<i>nigripectus, graysoni</i>	
	<i>C. godmani</i>	Nelson 1897	Extreme S Veracruz to interior Chiapas	E	head black, white eyeline, throat white, breast and belly black or rusty heavily streaked with black	<i>godmani, minor</i>	

<i>Coturnicops noveboracensis</i>	<i>C. goldmani</i>	(Nelson 1904)	C Mexico, Transvolcanic Belt	E	large size compared with northern populations	<i>goldmani</i>	Population in C Mexico disjunct from NA populations.
<i>Synthliboramphus hypoleucus</i>	<i>S. hypoleucus</i>	(Xántus de Vesey 1860)	Isla Guadalupe (breeding)	E	white of throat reaches around front of eye, bill shape	<i>hypoleucus</i>	Jehl and Bond (1975)
	<i>S. scrippsi</i>	(Green and Arnold 1939)	Islands off California and Baja California (breeding)	Q	black crown includes eye, bill shape	<i>scrippsi</i>	
<i>Columba fasciata</i>	<i>C. fasciata</i>	Say 1823	W NA to Guatemala	-	tail with black subterminal band dorsally, and marked broad white tips	<i>monilis, fasciata</i>	
	<i>C. vioscae</i>	Brewster 1888	Sierra de la Laguna, Baja California Sur	E	tail band and definition of white tips greatly reduced	<i>vioscae</i>	
<i>Aratinga holochlora</i>	<i>A. brewsteri</i>	Nelson 1928	NW Mexico, Sonora, Sinaloa and Chihuahua	E	bill small, tail shorter, slightly bluish crown	<i>brewsteri</i>	Rodríguez Estrella et al. (1992). Related populations in CA have been referred to <i>A. rubritorques</i> and <i>A. strenua</i> (AOU 1998).
	<i>A. holochlora</i>	(Sclater 1859)	Tamaulipas to Veracruz; E Oaxaca and Chiapas	E	smaller body size, bill large, tail shorter	<i>holochlora</i>	
	<i>A. brevipes</i>	(Lawrence 1871)	Isla Socorro	E	very large bill relative to body size, tail long	<i>brevipes</i>	
<i>Forpus cyanopygius</i>	<i>F. cyanopygius</i>	(Souancé 1856)	Sonora to Colima	E	yellow-green overall, bill small	<i>pallidus, cyanopygius</i>	
	<i>F. insularis</i>	(Ridgway 1888)	Islas Tres Marias	E	yellow-green washed glaucous overall, bill large	<i>insularis</i>	
<i>Amazona oratrix</i>	<i>A. oratrix</i>	Ridgway 1887	C and S Mexico on both slopes to Belize	Q	small yellow hood extends to throat and nape, averages smaller	<i>oratrix</i>	Monroe and Howell (1966), Lousada and Howell (1996)
	<i>A. tresmariae</i>	Nelson 1900	Islas Tres Marias	E	broad yellow hood extends to chest, averages larger	<i>tresmariae</i>	
<i>Piaya cayana</i>	<i>P. mexicana</i>	(Swainson 1827)	W Mexico, Sonora to Oaxaca	E	paler, underside of tail, rufous, black subterminal band, white tips	<i>mexicana</i>	Binford (1989)
	<i>P. thermophila</i>	Sclater 1859	E Mexico to Panama	-	darker, underside of tail black, white tips	<i>thermophila</i>	
<i>Strix occidentalis</i>	<i>S. occidentalis</i>	(Xantus 1860)	British Columbia to N Baja California	-	molecular characters	<i>occidentalis</i>	Barrowclough and Gutiérrez (1990), Dickerman (1997)
	<i>S. lucida</i>	(Nelson 1903)	Utah and Colorado S to C Mexico	-	molecular characters	<i>lucida, huachucae, juanaphillipsae</i>	
<i>Otus kennicottii</i>	<i>O. kennicottii</i>	(Elliot 1867)	W NA S to Transvolcanic Belt in highlands	-	voice, less reddish coloration	<i>quercinus, cardonensis, xantusi, gilmani, suttoni, yumanensis</i>	König et al. (1999), AOU (1998)
	<i>O. vinaceus</i>	(Brewster 1888)	Lowlands S Sonora and W Chihuahua S to N Sinaloa	E	voice, red-wine base coloration, habitat	<i>vinaceus, sinaloensis</i>	
<i>Otus cooperii</i>	<i>O. cooperii</i>	(Ridgway 1878)	Pacific coast, Chiapas to Costa Rica	-	voice, larger size, light crown	<i>chiapensis, cooperii</i>	Binford (1989), König et al. (1999), Moore and Marshall (1959)

	<i>O. lambi</i>	(Moore and Marshall 1959)	Pacific coast, Oaxaca	E	voice, , smaller size, dark crown	<i>lambi</i>	
<i>Glaucidium gnoma</i>	<i>G. hoskinsii</i>	Brewster 1888	Cape Region, Baja California Sur	E	slow, doubled song	<i>hoskinsii</i>	Robbins and Howell (1995), König et al. (1999)
	<i>G. gnoma</i>	Wagler 1832	S Arizona to Oaxaca	Q	fast, doubled song	<i>gnoma</i>	
	<i>G. californicum</i>	Sclater 1857	Alaska to N Sonora and N Chihuahua	-	vocalizations, molecular characters, ecology	<i>grinnelli, californicum, swarthi, pinicola</i>	
	<i>G. cobanense</i>	Sharpe 1875	Chiapas to Honduras	-	vocalizations, molecular characters	<i>cobanense</i>	
<i>Glaucidium palmarum</i>	<i>G. palmarum</i>	Nelson 1901	W Mexico	E	small size	<i>palmarum, oberholseri</i>	Howell and Robbins (1995), M. B. Robbins (pers. comm.)
	<i>G. griscomi</i>	Moore 1947	Upper Balsas Basin, Morelos and Guerrero	E	large size	<i>griscomi</i>	
<i>Caprimulgus vociferus</i>	<i>C. vociferus</i>	Wilson 1812	Breeds USA, winters E Mexico to Honduras	-	faster song, more white in tail, eggs heavily marked	<i>vociferus</i>	Phillips et al. (1964)
	<i>C. arizonae</i>	(Brewster 1881)	Mexico to Honduras	-	slower, simpler song, reduced white in tail on average, eggs unmarked	<i>arizonae, oaxacae, chiapensis</i>	
<i>Chaetura vauxi</i>	<i>C. vauxi</i>	(Townsend 1839)	Breeds N America, winters to Guatemala	-	large size, back brownish, tail rachises protrude, pale chest and belly	<i>vauxi, tamaulipensis</i>	Marín (1997)
	<i>C. richmondi</i>	Ridgway 1910	S Mexico S to Panama	-	large size, back brownish with blue-black cast, tail rachises protrude, dusky chest	<i>richmondi</i>	
	<i>C. gaumeri</i>	Lawrence 1882	Yucatan Peninsula	E	small size, back brownish with blue-black cast, tail rachises do not protrude, dusky chest	<i>gaumeri</i>	
<i>Phaethornis longirostris</i>	<i>P. longirostris</i>	(DeLattre 1843)	E Mexico to Honduras	-	small size, bill relatively short and curved, short tail, contrasting plumage	<i>veraecrucis, longirostris</i>	Phillips (1962), Hinkelmann and Schuchmann (1997)
	<i>P. mexicanus</i>	Hartert 1897	Guerrero and Oaxaca	E	large size, bill long and straight, tail long, plumage dusky, crown dusky	<i>mexicanus</i>	
	<i>P. griseoventer</i>	Phillips 1962	W Mexico, Nayarit to Jalisco	E	Coloration paler overall, crown greenish	<i>griseoventer</i>	
<i>Campylopterus curvipennis</i>	<i>C. curvipennis</i>	(Lichtenstein 1830)	E Mexico, San Luis Potosí to N Oaxaca	E	long bill, coloration duller	<i>curvipennis</i>	
	<i>C. pampa</i>	(Lesson 1832)	Yucatan Peninsula S to Guatemala, disjunctly in NE Honduras	-	short bill, coloration deeper	<i>pampa</i>	
<i>Chlorostilbon canivetii</i>	<i>C. canivetii</i>	(Lesson 1832)	E Mexico	E	Medium-length tail, tail pattern	<i>canivetii</i>	Howell (1993)

	<i>C. salvini</i>	Cabanis and Heine 1860	Chiapas and CA	-	short tail, tail pattern	<i>salvini</i>	
<i>Cyananthus latirostris</i>	<i>C. latirostris</i>	Swainson 1827	SW USA to C Mexico	Q	throat blue-violet, crown green, throat green, molecular characters	<i>magicus, propinquus, latirostris, toroi</i>	Navarro and Peterson (1999), García-Deras (2003)
	<i>C. lawrencei</i>	(Berlepsch 1887)	Islas Tres Marias	E	throat turquoise green, crown green	<i>lawrencei</i>	
	<i>C. doubledayi</i>	(Bourcier 1847)	Coastal lowlands, Colima and Guerrero to Oaxaca	E	crown turquoise blue, throat violet blue, molecular characters	<i>doubledayi, nitida</i>	
<i>Amazilia beryllina</i>	<i>A. beryllina</i>	(Lichtenstein 1830)	Sonora to Oaxaca	E	tail rufous, belly buffy gray	<i>viola, beryllina</i>	Weller (1997)
	<i>A. devillei</i>	(Bourcier and Mulsant 1848)	Chiapas to Nicaragua	-	tail bronzy purplish, belly green	<i>devillei, lichtensteini, sumichrasti</i>	
<i>Amazilia rutila</i>	<i>A. graysoni</i>	Lawrence 1866	Islas Tres Marias	E	very large size, dark bronzy upperparts, tail long	<i>graysoni</i>	
	<i>A. rutila</i>	(DeLattre 1843)	W Mexico to Honduras	-	Small size, tail shorter	<i>rutila</i>	
<i>Amazilia viridifrons</i>	<i>A. viridifrons</i>	(Elliott 1871)	SW Mexico, Guerrero-Oaxaca	E	green sides of neck and flanks, small size	<i>viridifrons</i>	Howell and Webb (1995), Phillips (1965), Howell (1993), Peterson and Navarro (1998). Subspecies <i>rowleyi</i> considered invalid (Peterson and Navarro 1998).
	<i>A. wagneri</i>	Phillips 1964	SW Oaxaca, Miahuatlán	E	cinnamon sides of neck and flanks, small size	<i>wagneri</i>	
	<i>A. villadai</i>	Peterson and Navarro 2000	E Oaxaca to Chiapas-Guatemala border	Q	large size, green sides of neck and flanks	<i>villadai</i>	
<i>Lampornis amethystinus</i>	<i>L. margaritae</i>	(Salvin and Godman 1889)	Sierra Madre del Sur Guerrero and Oaxaca	E	blue-violet gorget, molecular characters	<i>margaritae, circumventus?</i>	Cortés-Rodríguez (2003)
	<i>L. amethystinus</i>	Swainson 1827	E Mexico, Tamaulipas to N Oaxaca; Transvolcanic Belt	E	pink gorget, molecular characters	<i>amethystinus, brevisrostris</i>	
	<i>L. salvini</i>	(Ridgway 1908)	Chiapas to El Salvador	-	pink gorget, molecular characters	<i>salvini</i>	
<i>Eugenes fulgens</i>	<i>E. fulgens</i>	Swainson 1827	SW USA to Oaxaca	Q	breast blackish below gorget	<i>fulgens</i>	
	<i>E. viridiceps</i>	Boucard 1878	Chiapas to Nicaragua	-	breast green below gorget	<i>viridiceps</i>	
<i>Trogon elegans</i>	<i>T. ambiguus</i>	Gould 1835	SW USA and Mexico S to Oaxaca	Q	tail pattern	<i>canescens, ambiguus, goldmani</i>	
<i>Momotus momota</i>	<i>M. coeruleiceps</i>	(Gould 1836)	NE Mexico, Tamaulipas to N Veracruz	E	crown blue, forehead green	<i>coeruleiceps</i>	Ibañez-Hernández (2000)
	<i>M. lessonii</i>	Lesson 1842	E Mexico from C Veracruz to Panama	-	crown and forehead black, edged blue	<i>lessonii, exiguus</i>	

<i>Aulacorhynchus prasinus</i>	<i>A. wagleri</i>	(Sturm 1841)	Sierra Madre del Sur: Guerrero and Oaxaca	E	base of maxilla black	<i>wagleri</i>	Navarro et al. (2001)
	<i>A. prasinus</i>	(Gould 1834)	E Mexico to Nicaragua	-	base of maxilla yellow	<i>prasinus, stenorhabdus, chiapensis, warneri</i>	
<i>Melanerpes formicivorus</i>	<i>M. bairdi</i>	(Ridgway 1881)	Oregon to N Baja California	-	broad chest band, white irides	<i>martirensis</i>	Benítez-Díaz (1993), Honey-Escandón (2002)
	<i>M. angustifrons</i>	Baird 1870	Baja California Sur	E	brown irides	<i>angustifrons</i>	
	<i>M. formicivorus</i>	(Swainson 1827)	SW USA to Nicaragua	-	narrow chest band, white irides	<i>formicivorus, lineatus, albeolus</i>	
<i>Melanerpes aurifrons</i>	<i>M. aurifrons</i>	(Wagler 1829)	Texas to NE and C Mexico	-	nasal tufts and nape yellow, nape separated from back by gray band, belly yellow, white bars on back wide, rectrices black	<i>aurifrons, incanescens</i>	Selander and Giller (1963)
	<i>M. grateloupensis</i>	(Lesson 1839)	SE Mexico and Yucatan Peninsula to N Chiapas	E	nasal tufts and nape red, belly red, white bands on back narrow, central rectrices black, lateral rectrices with white bands	<i>dubius, leei, veraecrucis, grateloupensis</i>	
	<i>M. santacruxi</i>	(Bonaparte 1837)	Extreme SE Chiapas to Nicaragua	-	nasal tufts yellow, nape red, belly yellow, white bands on back narrow, all rectrices black	<i>frontalis, santacruxi</i>	
	<i>M. polygrammus</i>	(Cabanis 1862)	Pacific slope, E Oaxaca to S Chiapas	E	nasal tufts and belly yellow, nape yellow and separated from back by thin gray band, white bars on back wide, rectrices with wide white bands	<i>polygrammus</i>	
<i>Picoides villosus</i>	<i>P. villosus</i>	(Linnaeus 1766)	W NA to N Baja California	-	large, contrasting black and white plumage	<i>hyloscopus, scrippsae,</i>	north-south cline in size, variation complex; Winkler et al. (1995)
	<i>P. jardinii</i>	(Malherbe 1845)	SW USA to Oaxaca	Q	small, short bill, underparts sooty	<i>intermedius, jardinii, icastus</i>	
	<i>P. sanctorum</i>	(Nelson 1897)	Chiapas to Panama	-	small, short bill, underparts brown, pale flanks	<i>sanctorum</i>	
<i>Piculus rubiginosus</i>	<i>P. yucatanensis</i>	(Cabot 1844)	E Mexico from C Veracruz to Nicaragua	-	supercilium red, underparts barred	<i>yucatanensis, maximus</i>	Baptista (1978), Winkler et al. (1995)
	<i>P. aeruginosus</i>	(Malherbe 1862)	NE Mexico	E	supercilium gray, underparts scalloped	<i>aeruginosus</i>	
<i>Colaptes auratus</i>	<i>C. cafer</i>	(Gmelin 1788)	W NA to C and S Mexico	-	crown and nape gray-brown, remiges red	<i>collaris, martirensis, nanus, mexicanus</i>	Winkler et al. (1995), Sweet et al. (2001)
	<i>C. auratus</i>	(Linnaeus 1758)	E NA to NE Mexico	-	crown and nape gray, remiges yellow	<i>luteus?</i>	
	<i>C. mexicanoides</i>	Lafresnaye 1844	Mountains, Chiapas and N Central America	-	crown and nape cinnamon, remiges red	<i>mexicanoides</i>	

	<i>C. rufipileus</i>	Ridgway 1876	Isla Guadalupe	E	crown and nape cinnamon-brown, short wing and tail, rufous crown	<i>rufipileus</i>	
<i>Synallaxis erythrothorax</i>	<i>S. erythrothorax</i>	Sclater 1855	E Mexico to N Honduras	-	blackish patch at border between throat and breast	<i>furtiva, erythrothorax</i>	
	<i>S. pacifica</i>	Griscom 1930	Pacific coast, Chiapas to Honduras	-	throat gray, black patch lacking	<i>pacifica</i>	
<i>Xiphocolaptes propmeropirhynchus</i>	<i>X. omiltemensis</i>	Nelson 1903	Sierra Madre del Sur, Guerrero	E	bill large	<i>omiltemensis</i>	
	<i>X. emigrans</i>	Sclater and Salvin 1859	San Luis Potosí to Nicaragua	-	bill small	<i>sclateri, emigrans</i>	
<i>Dendrocolaptes sanctithomae</i>	<i>D. sheffleri</i>	Binford 1965	Sierra Madre del Sur, Guerrero and Oaxaca	E	barring in throat and chest mottled black, bill flesh	<i>sheffleri</i>	Binford (1965), Marantz (1997)
	<i>D. sanctithomae</i>	(Lafresnaye 1852)	E Mexico to Ecuador	-	no black mottling in chest, bill black	<i>sanctithomae, legtersi</i>	
<i>Grallaria guatemalensis</i>	<i>G. binfordi</i>	Dickerman 1990	C Mexico S to interior Oaxaca	E	pronounced collar pattern, dull coloration	<i>binfordi</i>	Dickerman (1990)
	<i>G. ochraceiventris</i>	Nelson 1898	W Mexico, Jalisco to Oaxaca	E	large bill, ochre coloration	<i>ochraceiventris</i>	
	<i>G. guatemalensis</i>	Prévost and Des Murs 1846	E Mexico S to Nicaragua	-	small bill, reddish coloration	<i>mexicana, guatemalensis</i>	
<i>Sayornis nigricans</i>	<i>S. nigricans</i>	(Swainson 1827)	SW USA to Oaxaca	-	white across entire belly	<i>semiatra, nigricans</i>	
	<i>S. aquatica</i>	Sclater and Salvin 1859	Chiapas to Panama	-	white restricted to median belly and vent	<i>aquatica</i>	
<i>Attila spadiceus</i>	<i>A. flammulatus</i>	Lafresnaye 1848	E Mexico to Nicaragua	-	tail cinnamon-brown, brown on back and breast more pronounced, crown and back dark brown	<i>flammulatus, gaumeri</i>	Leger and Mountjoy (2003)
	<i>A. pacificus</i>	Hellmayr 1929	W Mexico, Sinaloa to Oaxaca	E	tail bright orange, brown on back and breast lighter	<i>pacificus</i>	
	<i>A. cozumelae</i>	Ridgway 1885	Isla Cozumel	E	tail cinnamon-brown, crown and back light brown	<i>cozumelae</i>	
<i>Pachyramphus major</i>	<i>P. major</i>	(Cabanis 1847)	Tamaulipas to N Oaxaca S to Nicaragua	-	female crown blackish	<i>major, australis, itzensis, matudai</i>	
	<i>P. uropygialis</i>	Nelson 1899	W Mexico, Sinaloa to Oaxaca	E	female crown cinnamon, black eyestripe	<i>urophygialis</i>	
<i>Pachyramphus aglaiae</i>	<i>P. aglaiae</i>	(Lafresnaye 1839)	S Texas and E Mexico S to Costa Rica	-	belly dull gray	<i>gravis, sumichrasti, hypophaeus, aglaiae</i> (part)	Webster (1963) describes very complex variation in the nominal

	<i>P. albiventris</i>	(Lawrence 1867)	W Mexico, Arizona to Oaxaca	Q	belly whitish tan	<i>albiventris, richmondi, insularis, aglaiae</i> (part)	subspecies
<i>Tityra semifasciata</i>	<i>T. griseiceps</i>	Ridgway 1888	W Mexico, Sonora to SW Oaxaca	E	female crown medium gray	<i>griseiceps, hannumi</i>	
	<i>T. personata</i>	Jardine and Selby 1827	E Mexico to Nicaragua	-	female crown dusky gray-brown	<i>personata</i>	
<i>Stelgidopteryx serripennis</i>	<i>S. serripennis</i>	(Audubon 1838)	Breeds Canada and USA, winters to Panama	-	lighter, no supraloral spots, undertail coverts creamy white, shallow tail cleft	<i>serripennis, aphractus, fulvipennis, psammochrous</i>	Phillips (1986)
	<i>S. ridgwayi</i>	Nelson 1901	Yucatan Peninsula and Guatemala	Q	dark overall coloration, pale forehead spots, blackish distal undertail coverts	<i>ridgwayi, stuarti</i>	
<i>Petrochelidon pyrrhonota</i>	<i>P. pyrrhonota</i>	(Vieillot 1817)	USA and Canada, winters Mexico to SA	-	cream-colored forehead and rump	<i>pyrrhonota, tachina</i>	
	<i>P. melanogaster</i>	(Swainson 1827)	Extreme SW USA S through Mexico	Q	brick forehead and rump	<i>melanogaster, swainsoni</i>	
<i>Petrochelidon fulva</i>	<i>P. fulva</i>	(Vieillot 1808)	Caribbean, Yucatan Peninsula, Chiapas	-	dark brown coloration, small size	<i>poeciloma, puertoricensis, fulva</i>	Garrido et al. (1998)
	<i>P. pelodoma</i>	(Brooke 1974)	Texas, N Mexico, winters CA	Q	pale coloration, large size	<i>pelodoma</i>	
<i>Cyanocitta stelleri</i>	<i>C. frontalis</i>	(Ridgway 1873)	NW NA S irregularly to N Baja California	-	no white eyebrow, crest dull bluish, crest long	<i>frontalis</i>	Aldrich (1944), Phillips (1986)
	<i>C. diademata</i>	(Bonaparte 1850)	Rocky Mountains to Zacatecas	-	white eyebrow, crest dull bluish, crest long	<i>macrolopha, diademata</i>	
	<i>C. coronata</i>	(Swainson 1827)	San Luis Potosi to Isthmus of Tehuantepec	E	white eyebrow, crest blue, crest long	<i>purpurea, coronata, teotepecensis, azteca</i>	
	<i>C. ridgwayi</i>	(Miller and Griscom 1925)	Chiapas to Nicaragua	-	white eyebrow, crest blue, throat white, crest short	<i>ridgwayi</i>	
<i>Cyanocorax yncas</i>	<i>C. luxuosa</i>	(Lesson 1839)	E Mexico to Honduras	-	black border to throat, eyebrow white	<i>luxuosa, centralis, maya, cozumelae, confusus</i>	
	<i>C. speciosa</i>	(Ridgway 1900)	W Mexico, Nayarit to W Oaxaca	E	yellow border to throat, no white above eye	<i>speciosa, vivida</i>	
<i>Cyanocorax morio</i>	<i>C. mexicanus</i>	(Rüppel 1837)	S Veracruz and Chiapas S to Panama	-	tips of tail and belly white	<i>mexicanus, cyanogenys, vociferus</i>	Selander (1959), (Binford 1989)
	<i>C. morio</i>	(Wagler 1829)	NE Mexico S to Chiapas	Q	overall dark dusky brown	<i>morio, fuliginosus</i>	
<i>Aphelocoma coerulescens</i>	<i>A. californica</i>	(Vigors 1839)	Washington S to Baja California	-	contrasting blue and white coloration, molecular characters	<i>obscura, cana, hypoleuca</i>	Peterson (1990, 1992)
	<i>A. sumichrasti</i>	(Baird and Ridgway 1873)	S Mexico	E	white underparts, reduced blue collar, molecular characters	<i>sumichrasti, remota</i>	

	<i>A. woodhouseii</i>	(Baird 1858)	Interior W NA S to Jalisco and San Luis Potosi	-	all-over suffused with blue-gray	<i>grisea, cyanotis</i>	
<i>Aphelocoma ultramarina</i>	<i>A. potosina</i>	(Nelson 1899)	W Texas S through Sierra Madre Oriental to Hidalgo	Q	small size, rapid color maturation, molecular characters	<i>couchii, potosina</i>	Peterson (1990, 1992)
	<i>A. ultramarina</i>	(Bonaparte 1825)	Transvolcanic Belt	E	large size, delayed color maturation, molecular characters	<i>ultramarina, colimae</i>	
	<i>A. wollweberi</i>	Kaup 1854	SE Arizona S through Sierra Madre Occidental to Nayarit and Aguascalientes	Q	small size, delayed color maturation, molecular characters	<i>arizonae, wollweberi, gracilis</i>	
<i>Aphelocoma unicolor</i>	<i>A. unicolor</i>	(DuBus 1847)	E Mexico to Nicaragua	-	coloration, short tail, molecular characters	<i>unicolor, griscomi, oaxacae, concolor</i>	Pitelka (1951), Peterson (1990, 1992)
	<i>A. guerrerensis</i>	Nelson 1903	Sierra Madre del Sur, Guerrero	E	coloration darker, long tail, molecular characters	<i>guerrerensis</i>	
<i>Corvus corax</i>	<i>C. sinuatus</i>	Wagler 1829	W USA south to Central America	-	molecular characters	<i>sinuatus, clarionensis</i>	Omland et al. (2000)
	<i>C. corax</i>	Linnaeus 1758	Accidental in N and W Mexico	-	molecular characters	<i>principalis</i>	
<i>Psaltriparus minimus</i>	<i>P. minimus</i>	(J. K. Townsend 1837)	California and Baja California	-	brownish crown	<i>grindae, melanurus</i>	Raitt (1967)
	<i>P. plumbeus</i>	(Baird 1854)	Interior W USA S to extreme N Mexico	-	gray crown and brownish auriculars	<i>plumbeus, cecaumenorum</i>	
	<i>P. melanotis</i>	(Hartlaub 1844)	SW USA S to Oaxaca, Chiapas, and Guatemala	Q	black ear patch	<i>melanotis, lloydi, iulus</i>	
<i>Campylorhynchus rufinucha</i>	<i>C. rufinucha</i>	(Lesson 1838)	C Veracruz	E	light spotting on breast and belly	<i>rufinucha</i>	Selander (1964)
	<i>C. humilus</i>	Sclater 1856	SW Mexico	E	small, pale, underparts white	<i>humilus</i>	
	<i>C. capistratus</i>	(Lesson 1842)	Chiapas to Costa Rica	-	large, bold rufous back, underparts white	<i>nigricaudatus</i>	
<i>Campylorhynchus brunneicapillus</i>	<i>C. affinis</i>	Xantus 1859	C and S Baja California	E	no orange wash on belly, breast spots large	<i>affinis, purus, bryanti</i>	Selander (1964)
	<i>C. brunneicapillus</i>	(Lafresnaye 1835)	SW USA to C Mexico	-	warm orange wash on belly, breast spots small	<i>couesi, seri, brunneicapillus, guttatus</i>	
<i>Campylorhynchus megalopterus</i>	<i>C. megalopterus</i>	Lafresnaye 1845	Transvolcanic Belt, Jalisco to Veracruz	E	darker coloration, behavior, vocalizations	<i>megalopterus,</i>	Selander (1964)
	<i>C. nelsoni</i>	(Ridgway 1903)	SW Veracruz S to C Oaxaca	E	lighter plumage coloration, behavior, vocalizations	<i>nelsoni</i>	
<i>Salpinctes obsoletus</i>	<i>S. obsoletus</i>	(Say 1823)	NA S to Isthmus of Tehuantepec	-	belly washed beige, breast lightly spotted	<i>obsoletus, guadeloupensis, tenuirostris, exsul</i>	

	<i>S. neglectus</i>	(Nelson 1897)	Isthmus of Tehuantepec S to Nicaragua	-	belly white, breast heavily spotted	<i>sollicitus, neglectus</i>	
<i>Thryothorus ludovicianus</i>	<i>T. ludovicianus</i>	(Latham 1790)	E USA to NE Mexico	-	underparts cinnamon	<i>lomitensis, tropicalis</i>	Phillips (1986)
	<i>T. albinucha</i>	(Cabot 1847)	Yucatan Pen S to N Guatemala and Nicaragua	-	underparts whitish, sides of neck barred black and whitish	<i>albinucha, tabascensis</i>	
<i>Troglodytes aedon</i>	<i>T. aedon</i>	Vieillot 1807	Breeds NA, S to NW Mexico	-	underparts pale gray	<i>aedon, parkmanii</i>	Phillips (1986), Rice et al. (1999)
	<i>T. musculus</i>	Naumann 1823	S Mexico to Argentina	-	warmer brown above, underparts pale buff	<i>intermedius, peninsularis</i>	
	<i>T. brunneicollis</i>	Sclater 1858	Highlands SW USA to Oaxaca	Q	distinct superciliary line, underparts buff-brown	<i>brunneicollis, guerrerensis, compositus, cahooni</i>	
	<i>T. beani</i>	Ridgway 1885	Isla Cozumel	E	large, whiter gray below	<i>beani</i>	
<i>Cistothorus platensis</i>	<i>C. stellaris</i>	(Naumann 1823)	Breeds NA, winters to NE Mexico	-	streaks on back to rump	<i>stellaris</i>	Phillips (1986)
	<i>C. elegans</i>	Sclater and Salvin 1859	Nayarit, San Luis Potosí and SE Veracruz to Nicaragua	-	rump and lower back solid brown	<i>elegans, tinnulus, warneri, jalapensis, potosinus</i>	
<i>C. palustris</i>	<i>C. paludicola</i>	(Baird 1864)	Breeds W Canada S to Baja California and Sonora, winters to Oaxaca and Veracruz	-	vocalizations, rump reddish, crown brown with black supercilium	<i>paludicola, aestuarinus, browningi</i>	Phillips (1986), AOU (1998)
	<i>C. palustris</i>	(Wilson 1810)	Breeds E NA, locally S to State of Mexico	-	vocalizations, rump dark rufous, crown dark	<i>tolucensis, pulverius, plesius, laingi, iliacus, cryphius, dissaeptus</i>	
<i>Uropsila leucogastra</i>	<i>U. pacifica</i>	(Nelson 1897)	Pacific lowlands, Jalisco to C Guerrero	E	song, legs dark	<i>pacifica</i>	
	<i>U. leucogastra</i>	(Gould 1836)	E Mexico to N Guatemala	Q	song, legs light	<i>leucogastra, musica, brachyura</i>	
<i>Regulus calendula</i>	<i>R. calendula</i>	(Linnaeus 1766)	Breeds NA, winters throughout Mexico S to Guatemala	-	bill thin and fine, back light	<i>calendula, cineraceus</i>	
	<i>R. obscurus</i>	Ridgway 1876	Isla Guadalupe	E	bill stout, back dark	<i>obscurus</i>	
<i>Polioptila caerulea</i>	<i>P. caerulea</i>	(Linnaeus 1766)	NA to Honduras	-	throat and underparts lighter, bill small and light	<i>amoenissima, obscura, deppei, gracilis, caerulea, nelsonim, comiteca</i>	Phillips (1991)
	<i>P. cozumelae</i>	Griscom 1926	Isla Cozumel	E	throat and underparts dusky, bill large and black, wing shorter	<i>cozumelae</i>	
<i>Polioptila albiloris</i>	<i>P. albiloris</i>	Sclater and Salvin 1860	Michoacán to Costa Rica		coloration darker	<i>albiloris, vanrossemi</i>	

	<i>P. albiventris</i>	Lawrence 1885	N Yucatán Peninsula and Isla Cozumel	E	upperparts duller, belly white	<i>albiventris</i>	
<i>Catharus occidentalis</i>	<i>C. olivascens</i>	Nelson 1899	NW Mexico, Chihuahua, Durango, and Sonora	E	crown, nape, upperparts paler, grayish-olive brown, wingbar and cheek whitish, tarsus short	<i>olivascens</i>	Phillips (1969, 1991)
	<i>C. occidentalis</i>	Sclater 1859	C and NE Mexico to Oaxaca	E	crown, nape, upperparts rich brown, wingbar and cheek beige, tarsus long	<i>fulvescens, occidentalis, lambi, durangensis</i>	
<i>Catharus ustulatus</i>	<i>C. swainsonii</i>	(Tschudi 1845)	Breeds W NA, migrates through Baja California and NW Mexico	-	upperparts grayish, heavy chest spotting, migration pattern, genetics	<i>swainsonii, incanus, appalachiensis</i>	Phillips (1991), Ruegg and Smith (2002)
	<i>C. ustulatus</i>	(Nuttall 1840)	Breeds E NA, winters Mexico S to Panama	-	upperparts reddish, light breast spotting, migration pattern, genetics	<i>ustulatus, phillipsii, oedicus</i>	
<i>Turdus assimilis</i>	<i>T. leucachen</i>	Sclater 1858	Chiapas and SE Veracruz to Honduras	-	upperparts slate blackish	<i>leucachen</i>	
	<i>T. assimilis</i>	Cabanis 1850	Mexico S to Oaxaca	E	upperparts olive	<i>assimilis, lygrus, calliphongus</i>	
<i>Turdus rufopalliatu</i>	<i>T. rufopalliatu</i>	Lafresnaye 1840	W Mexico, Sonora to Oaxaca, casual SW USA	E	bright coloration, sharp contrast between head and back	<i>rufopalliatu, interior, grisior</i>	Phillips (1981)
	<i>T. graysoni</i>	(Ridgway 1882)	Islas Tres Marias and coastal Nayarit	E	washed out coloration, back only slightly brighter than head	<i>graysoni</i>	
<i>Turdus migratorius</i>	<i>T. migratorius</i>	Linnaeus 1766	NA to Oaxaca and Yucatan Peninsula	-	underparts rufous, eyebrow rufous, head darker than back, sexual dichromatism	<i>migratorius, propinquus, phillipsi, permixtus, achrusterus</i>	Aldrich and James (1991)
	<i>T. confinis</i>	Baird 1864	Cape Region, Baja California Sur	E	underparts buffy, eyebrow whitish, head same color as back, no sexual dichromatism	<i>confinis</i>	
<i>Toxostoma curvirostre</i>	<i>T. palmeri</i>	(Coues 1872)	Pacific slope, Sonora to Nayarit	E	generally faded and subtle markings	<i>palmeri, insularum, maculatum, occidentale</i>	Rojas-Soto (2003)
	<i>T. curvirostre</i>	(Swainson 1827)	SW USA through interior Mexico to Oaxaca	-	distinct markings	<i>celsum, curvirostre, oberholseri</i>	
<i>Toxostoma lecontei</i>	<i>T. lecontei</i>	Lawrence 1851	SW USA to Sonora and N Baja California	-	lighter, molecular characters	<i>lecontei</i>	Zink et al. (1998)
	<i>T. arenicola</i>	(Anthony 1897)	Vizcaino Desert, Baja California	E	darker, molecular characters	<i>arenicola</i>	
<i>Melanotis caerulescens</i>	<i>M. longirostris</i>	Nelson 1898	Islas Tres Marias	E	large size, bill long	<i>longirostris</i>	
	<i>M. caerulescens</i>	(Swainson 1827)	Mainland Mexico S to Isthmus	E	smaller size, bill short	<i>caerulescens</i>	

<i>Vireo griseus</i>	<i>V. griseus</i>	(Boddaert 1783)	S Canada to NE Mexico	-	head grayish, back gray-green, breast and underparts without green, spectacles yellow, face gray	<i>noveboracensis, griseus, micrus</i>	Phillips (1986)
	<i>V. perquisitor</i>	Nelson 1900	San Luis Potosí and N Veracruz	E	head olive, back medium green, breast heavily infused with green, underparts lemon, yellow spectacles reduced to lores, green notable on face	<i>perquisitor</i>	
<i>Vireo gilvus</i>	<i>V. swainsonii</i>	Baird 1858	Breeds from Alaska to Oaxaca. Winters SW USA and Mexico.	-	ecology, vocalizations, bill small, crown dark, sides pale yellow	<i>swainsoni, victoriae, leucopolius, brewsteri, connectens?</i>	Phillips (1986)
	<i>V. gilvus</i>	(Vieillot 1808)	Breeds Canada and E USA. Winters S Mexico to Honduras.	-	ecology, vocalizations, bill larger, crown light, sides bright yellow	<i>gilvus, eleanorae</i>	
<i>Vireo pallens</i>	<i>V. paluster</i>	Moore 1938	Sonora to Nayarit	E	duller coloration, large size, eyes brown	<i>paluster</i>	<i>V. semiflavus</i> exhibits color morphs (Howell and Webb 1995)
	<i>V. semiflavus</i>	Salvin 1863	E Mexico and Yucatan Peninsula to Costa Rica	-	brighter coloration, small size, eyes white, presence of color morphs	<i>semiflavus, salvini</i>	
	<i>V. pallens</i>	Salvin 1863	Pacific coast: Oaxaca to El Salvador	-	dull white below, dull coloration, eyes white?	<i>pallens, ochraceus</i>	
<i>Vireo plumbeus</i>	<i>V. plumbeus</i>	Coues 1866	N USA to Oaxaca	-	thicker bill, large size, song characters	<i>plumbeus, repetens, pinicolus, gravis</i>	Phillips (1991)
	<i>V. notius</i>	(Van Tyne 1933)	E Oaxaca to Honduras	-	smaller, thicker bill, plumage like <i>cassinii</i> , song characters	<i>montanus</i>	
<i>Cyclarhis gujanensis</i>	<i>C. flaviventris</i>	Lafresnaye 1842	E Mexico to Honduras	-	underparts yellow, small size	<i>flaviventris, yucatanensis</i>	
	<i>C. insularis</i>	Ridgway 1885	Isla Cozumel	E	underparts white, large size, duller coloration	<i>insularis</i>	
<i>Parula pitiayumi</i>	<i>P. insularis</i>	Lawrence 1871	Islas Tres Mariás	E	duller gray-blue, some white in tail, no black in face, breast spot vague orangish	<i>insularis</i>	Lovette and Bermingham (2001)
	<i>P. nigrilora</i>	Coues 1878	NE Mexico, S Texas to N Oaxaca	Q	face black, with blackish lores blending into dark mask	<i>nigrilora, pulchra</i>	
	<i>P. inornata</i>	Baird 1864	S Veracruz to Guatemala	Q	like <i>nigrilora</i> , but duller, mask less contrasting, wingbars reduced, underparts not washed strongly with orange	<i>inornata</i>	
	<i>P. graysoni</i>	(Ridgway 1887)	Isla Socorro	E	no white in tail, no black in face, belly yellow, with orange patch greatly reduced	<i>graysoni</i>	
<i>Dendroica petechia</i>	<i>D. aestiva</i>	(Gmelin 1789)	N NA to C Mexico	-	head yellow	<i>morcomi, sonorana, dugesi, aestiva, rubiginosa, amnicola</i>	Klein and Brown (1994), Mennill (2001)

	<i>D. petechia</i>	(Linnaeus 1766)	West Indies, N SA, Isla Cozumel	-	crown rusty	<i>rufivertex</i>	
	<i>D. erithachorides</i>	Baird 1858	Coasts, E and W Mexico S into Central America	-	head rusty	<i>bryanti, rhizophorae, castaneiceps</i>	
<i>Dendroica coronata</i>	<i>D. coronata</i>	(Linnaeus 1766)	Breeds E Canada and USA	-	small size, head gray, throat white	<i>coronata, hooveri</i>	Barrowclough (1980)
	<i>D. auduboni</i>	(Townsend 1837)	Breeds W Canada and USA to Durango	-	small size, head gray, throat yellow	<i>auduboni, memorabilis, nigrifrons</i>	
	<i>D. goldmani</i>	Nelson 1897	E Chiapas and W Guatemala	Q	large size, head and chest mostly black, yellow throat	<i>goldmani</i>	
<i>Geothlypis trichas</i>	<i>G. trichas</i>	(Linnaeus 1766)	Breeds NA and N Mexico	-	belly whitish	<i>occidentalis, scirpicola, chryseola, brachydactyla, trichas, typhicola, insperata modesta</i>	
	<i>G. modesta</i>	(Nelson 1900)	NW Mexico	E	flanks washed brownish, underparts all yellow		
	<i>G. chapalensis</i>	Nelson 1903	Lake Chapala, Jalisco	E	like <i>melanops</i> but caudal border of mask lemon, not whitish	<i>chapalensis</i>	
	<i>G. melanops</i>	Baird 1865	Zacatecas S to Veracruz and Oaxaca	E	underparts all yellow, brown flanks, mask border white	<i>melanops</i>	
<i>Oporonis tolmiei</i>	<i>O. tolmiei</i>	(Townsend 1839)	Breeds NA, Winters Mexico S to Panama	-	molecular characters, tail shorter	<i>monticola, tolmie</i>	Milá et al. (2000)
	<i>O. sp. nov.</i>	--	Breeds Coahuila and Nuevo León	E	molecular characters, tail longer	--	
<i>Ergaticus ruber</i>	<i>E. melanauris</i>	Moore 1937	NW Mexico, Chihuahua to Sinaloa and N Nayarit	E	ear patch leaden gray	<i>melanauris</i>	
	<i>E. ruber</i>	(Swainson 1827)	Mountains, C and S Mexico	E	ear patch pearly white	<i>ruber</i>	
<i>Basileuterus rufifrons</i>	<i>B. rufifrons</i>	(Swainson 1838)	Sonora and Tamaulipas S to Isthmus of Tehuantepec	E	belly white, white auriculars	<i>rufifrons, caudatus, jouyi, dugesi</i>	Miller et al. (1957)
	<i>B. salvini</i>	Cherrie 1891	S Veracruz to N Guatemala and Belize	-	belly yellowish, white auriculars	<i>salvini</i>	
	<i>B. delatirii</i>	Bonaparte 1854	E Chiapas to Costa Rica?	-	belly yellowish, no white auriculars	<i>delatirii</i>	
<i>Granatellus venustus</i>	<i>G. venustus</i>	DuBus 1849	W Mexico, Sonora to Chiapas	E	black chest band, small size	<i>venustus</i>	
	<i>G. francescae</i>	Baird 1865	Islas Tres Marias	E	no chest band, large size	<i>francescae</i>	
<i>Coereba flaveola</i>	<i>C. caboti</i>	(Ridgway 1873)	Isla Cozumel and E Quintana Roo	E	larger, upperparts blackish, brighter yellow rump, throat and chest white	<i>caboti</i>	Lowe (1912), Seutin et al. (1994)

	<i>C. mexicana</i>	(Sclater 1856)	E Mexico to Colombia	-	smaller, upperparts gray, rump dull yellow, throat gray	<i>mexicana, intermedia, columbiana</i>	
<i>Euphonia affinis</i>	<i>E. affinis</i>	(Lesson 1842)	E Mexico S to Costa Rica	-	undertail coverts yellow	<i>affinis</i>	Dickerman (1981)
	<i>E. godmani</i>	Brewster 1889	W Mexico, Sonora to C Guerrero	E	undertail coverts white	<i>godmani</i>	
<i>Habia rubica</i>	<i>H. affinis</i>	(Nelson 1897)	W Mexico, Nayarit to C Oaxaca	E	head and throat pink-red, female crown patch indistinct, bill light brown	<i>rosea, affinis</i>	
	<i>H. rubicoides</i>	(Lafresnaye 1844)	E Mexico S to Nicaragua	-	head dark red, throat dusky red, female crown patch distinct, bill black	<i>holobrunnea, nelsoni, rubicoides, confinis</i>	
<i>Piranga flava</i>	<i>P. hepatica</i>	(Swainson 1827)	SW USA S to Chiapas	Q	male bright red, cheeks red, upperparts dusky grayish, auriculars dusky	<i>hepatica, dextra</i>	Burns (1998)
	<i>P. figlina</i>	(Salvin and Godman 1883)	E Chiapas S to CA	-	male upperparts dark reddish, auriculars dusky flecked white	<i>figlina, albifacies?</i>	
<i>Piranga bidentata</i>	<i>P. bidentata</i>	(Swainson 1827)	W Mexico, Sonora to Guerrero	E	head and underparts flaming orange	<i>bidentata, flammea</i>	
	<i>P. sanguinolenta</i>	(Lafresnaye 1839)	E Mexico to CA	-	head and underparts red-orange	<i>sanguinolenta</i>	
<i>Rhodinocichla rosea</i>	<i>R. schistacea</i>	Ridgway 1878	W Mexico, Sinaloa to Guerrero	E	pallid gray and pink coloration, large size	<i>schistacea</i>	Peterson et al. (in press)
<i>Chlorospingus ophthalmicus</i>	<i>C. albifrons</i>	Salvin and Godman 1889	Sierra Madre del Sur: Guerrero and Oaxaca	E	throat buff, head brown, vocalizations	<i>albifrons, persimilis</i>	Peterson et al. (1992), Sánchez-González (2001), García-Moreno et al. (2004), Sosa (2004)
	<i>C. ophthalmicus</i>	(DuBus 1847)	E Mexico S to Oaxaca	E	throat white, head brown, vocalizations	<i>ophthalmicus</i>	
	<i>C. wetmorei</i>	Lowery and Newman 1949	Los Tuxtlas, Veracruz	E	molecular characters, vocalizations	<i>wetmorei</i>	
	<i>C. postocularis</i>	Cabanis 1866	Pacific slope, SE Chiapas to Guatemala	-	throat white, head gray, blackish lateral crown stripe, vocalizations	<i>postocularis</i>	
	<i>C. dwighti</i>	Underdown 1931	E Oaxaca and N Chiapas to N Guatemala	-	molecular characters, vocalizations	<i>dwighti</i>	
<i>Saltator coerulescens</i>	<i>S. vigorsii</i>	G. R. Gray 1844	W Mexico, Sinaloa to Oaxaca	E	head gray, face pattern	<i>vigorsii, plumbeiceps, richardsoni</i>	Van Rossem (1931)
	<i>S. grandis</i>	(W. Deppe 1830)	E Mexico S to Nicaragua	-	head olive-gray, face pattern	<i>grandis, yucatanensis, hesperis</i>	
<i>Cardinalis cardinalis</i>	<i>C. cardinalis</i>	(Linnaeus 1758)	NA to C Mexico and Yucatan Peninsula	-	short crest with soft feathers, coloration darker	<i>sefoni, igneus, superbus, townsendi, affinis, canicaudus, coccineus, littoralis, saturatus, flammigerus, yucatanicus, phillipsii, mariae?</i>	Parkes (1997)

	<i>C. carneus</i>	(Lesson 1842)	Pacific coast, Jalisco to Oaxaca	E	long crest with stiff feathers, coloration lighter	<i>carneus</i>	
<i>Pheucticus chrysopheplus</i>	<i>P. aurantiacus</i>	Salvin and Godman 1891	Chiapas and Guatemala	-	orange-yellow coloration	<i>aurantiacus</i>	One specimen from Chietla, Puebla (BNHM 92.1.32) is colored orange as <i>P. aurantiacus</i> , and was described as <i>P. c. rarissimus</i>
	<i>P. chrysopheplus</i>	(Vigors 1832)	NW Mexico to W Oaxaca	E	yellow coloration	<i>chrysopheplus, dilutus</i>	
<i>Cyanocompsa parellina</i>	<i>C. parellina</i>	(Bonaparte 1850)	E Mexico to Honduras	-	plumage blue, small size, female warmly colored	<i>parellina, beneplacita</i>	
	<i>C. indigotica</i>	(Ridgway 1887)	W Mexico, Sinaloa to Oaxaca	E	plumage paler, back less blue, large size, female duller, with lighter throat and belly	<i>indigotica</i>	
<i>Buarremon brunneinucha</i>	<i>B. brunneinucha</i>	(Lafresnaye 1839)	E and SW Mexico S to SA	-	prominent black chest band, tawny supercilium	<i>brunneinucha</i>	Parkes (1954), Peterson et al. (1992)
	<i>B. apertus</i>	Wetmore 1942	Los Tuxtlas, Veracruz	E	lacks black chest band, lacks tawny supercilium	<i>apertus</i>	
<i>Atlapetes albinucha</i>	<i>A. albinucha</i>	(d'Orbigny and Lafresnaye 1838)	E Mexico S to N Chiapas	E	breast yellow	<i>albinucha</i>	
	<i>A. gutturalis</i>	(Lafresnaye 1843)	S Chiapas to SA	-	breast gray	<i>gutturalis</i>	
<i>Arremonops rufivirgatus</i>	<i>A. rufivirgatus</i>	(Lawrence 1851)	S Texas S to S Veracruz	Q	underparts dull brown, head stripes very dull	<i>rufivirgatus, ridgwayi, crassirostris</i>	Name of <i>A. sumichrasti</i> could change to <i>A. superciliosus</i> if Costa Rican populations are considered conespecific
	<i>A. sumichrasti</i>	(Sharpe 1888)	W Mexico, Sinaloa to Oaxaca; disjunctly in interior Chiapas	E	underparts dull brown, head stripes pronounced and brown	<i>sumichrasti, sinaloae, chiapensis</i>	
	<i>A. verticalis</i>	(Ridgway 1878)	Yucatan Peninsula, Tabasco, Belize and N Guatemala	Q	underparts grayish, head stripes pronounced and reddish brown, sometimes edged with black	<i>verticalis</i>	
<i>Pipilo ocai</i>	<i>P. nigrescens</i>	(Salvin and Godman 1889)	Jalisco and Michoacán	E	head black, throat occasionally white, no crown stripe	<i>nigrescens</i>	
	<i>P. ocai</i>	(Lawrence 1867)	C and S Mexico in highlands	E	head black, white median crown stripe, throat white	<i>brunnescens, ocai, alticola, guerrerensis, sympatricus</i>	
<i>Pipilo maculatus</i>	<i>P. maculatus</i>	Swainson 1827	W NA S to C Mexico	-	upperparts green or dark brown, with white spots on back and wings, small size	<i>curtatus, montanus, arcticus, gagei, orientalis, maculatus, megalonyx, umbraticola, cosobrinus, magnirostris</i>	Sibley (1950, 1954), Sibley and West (1958)
	<i>P. macronyx</i>	Swainson 1827	C and S Mexico	E	upperparts green, with dark stripes, large size	<i>macronyx, vulcanorum, oaxacae, chiapensis, repetens</i>	
	<i>P. socorroensis</i>	Grayson 1867	Isla Socorro	E	upperparts dark brownish black, small size, head and chest brownish	<i>socorroensis</i>	
<i>Pipilo crissalis</i>	<i>P. crissalis</i>	(Vigors 1839)	W USA to C Baja California	-	belly brownish, large size, throat cinnamon,	<i>senicula, aripolius</i>	Zink (1988)

	<i>P. albigula</i>	Baird 1860	Cape region, Baja California Sur	E	belly whitish, small size, throat brown with white band	<i>albigula</i>	
<i>Sporophila torqueola</i>	<i>S. torqueola</i>	(Bonaparte 1850)	W and interior Mexico, Sinaloa S to Oaxaca	E	no wing bars, upperparts black	<i>atriceps, torqueola</i>	Ouellet (1992)
	<i>S. moreletti</i>	(Bonaparte 1850)	C Veracruz S to Panama	-	whitish wing bars, upperparts black	<i>moreletti, mutanda</i>	
	<i>S. sharpei</i>	Lawrence 1889	S Texas S to N Veracruz	Q	whitish wing bars, upperparts brownish	<i>sharpei</i>	
<i>Amaurospiza concolor</i>	<i>A. concolor</i>	Cabanis 1861	Chiapas to Panama	-	male dark blue	<i>concolor</i>	Griscom (1934), Orr and Ray (1945).
	<i>A. relict</i>	(Griscom 1934)	Guerrero, Morelos, and Oaxaca	E	male slaty blue	<i>relict</i>	
<i>Tiaris olivacea</i>	<i>T. pusilla</i>	Swainson 1827	E Mexico to Venezuela	-	head black, large black chest patch	<i>pusilla</i>	
	<i>T. olivacea</i>	(Linnaeus 1766)	Caribbean, Isla Cozumel	-	head green edged black, black on chest more restricted	<i>intermedia</i>	
<i>Aimophila ruficauda</i>	<i>A. acuminata</i>	(Salvin and Godman 1886)	W Mexico, Durango to C Oaxaca	E	small size, underparts whitish	<i>acuminata</i>	
	<i>A. ruficauda</i>	(Salvin and Godman 1886)	Isthmus of Tehuantepec S to Costa Rica	-	large size, grayish band on chest	<i>lawrencii</i>	
<i>Aimophila botterii</i>	<i>A. botterii</i>	(Sclater 1858)	SW USA to W Guatemala	Q	lighter overall, rump feathers brown with dark shaft	<i>texana, mexicana, goldmani, botterii, arizonae, vantlynei?</i>	
	<i>A. petenica</i>	(Salvin 1863)	S Veracruz to NW Costa Rica	-	darker and grayer overall, rump feathers black	<i>petenica, tabascensis</i>	
<i>Amphispiza belli</i>	<i>A. belli</i>	(Cassin 1850)	Coastal California and Baja California	-	tail black, head dark gray, broad throat stripe, morphometrics, molecular characters	<i>belli, canescens, cinerea</i>	Rising (1996), Johnson and Marten (1992)
	<i>A. nevadensis</i>	(Ridgway 1873)	Winters to N Baja California, Sonora and Chihuahua	-	tail white-tipped, head pale gray, narrow throat stripe, morphometrics, molecular characters	<i>nevadensis</i>	
<i>Passerculus sandwichensis</i>	<i>P. sandwichensis</i>	(Gmelin 1789)	NA, wintering to Guatemala	-	belly white, chest streaks slender, median crown stripe white, bill slender, darker outer rectrices	<i>savanna, crassus, brooksi, anthinus, nevadensis, oblitus, brunnescens, rufofuscus?</i>	Huey (1930), Rising (2001)
	<i>P. rostratus</i>	(Cassin 1852)	Colorado River mouth, Sonora and Sinaloa	E	belly white, chest streaks slender, bill heavy, darker outer rectrices	<i>rostratus, sanctorum, halophilus, atratus?</i>	
	<i>P. beldingi</i>	Ridgway 1885	S California and NW Baja California	-	belly yellowish, chest streaks bold, median crown stripe gray or absent, bill slender, darker outer rectrices	<i>beldingi</i>	
	<i>P. brunnescens</i>	(Butler 1888)	NW and C Mexico in highlands	E	pale outer rectrices	<i>brunnescens, rufofuscus?</i>	

<i>Passerella iliaca</i>	<i>P. unalaschensis</i>	(Gmelin 1789)	breeds Alaska S to Pacific NW USA; winters N Baja California	-	coloration brown overall, breast spotted brown, bill small, molecular characters	<i>unalaschensis, sinuosa</i>	Zink (1994), Rising (1996)
	<i>P. schistacea</i>	Baird 1858	breeds Rocky Mountains Canada and USA ; winters N Baja California	-	coloration grayish, wings and tail reddish, breast spotting dark, molecular characters	<i>schistacea, olivacea, canescens</i>	
	<i>P. iliaca</i>	(Merrem 1786)	breeds E NA; winters SE USA, occasionally to N Baja California and N Sonora?	-	coloration reddish overall, streaked back, rufous brst spots, molecular characters	<i>zaboria, altivagans?</i>	
	<i>P. megarhyncha</i>	Baird 1858	Breeds California and Oregon, winters California S to N Baja California	-	coloration grayish, wings and tail reddish, breast spots small, bill very massive, molecular characters	<i>megarhyncha, monoensis, fulva</i>	
<i>Melospiza melodia</i>	<i>M. mexicana</i>	Ridgway 1874	Highlands, Transvolcanic Belt	E	dark coloration, chest streaks large and dark brown	<i>mexicana, azteca, villai, yuriria, adusta, zacapu</i>	Aldrich (1984), Zink and Ditman (1993)
	<i>M. rivularis</i>	W. E. Bryant 1888	SC Baja California	E	pale coloration, chest streaks slender and light brown	<i>rivularis, saltonis?</i>	
	<i>M. goldmani</i>	Nelson 1899	Sierra Madre Occidental	E	small size	<i>goldmani, niceae</i>	
<i>Junco hyemalis</i>	<i>J. hyemalis</i>	(Linnaeus 1758)	Breeds N NA, winters N Mexico	-	coloration slate overall, no contrasting , bill pink	<i>hyemalis, cismontanus</i>	complex of several recognizable forms, meriting detailed study; bill pink, contrasting plumage; Miller (1941), Miller et al. (1957), Rising (1996)
	<i>J. oreganus</i>	(Townsend 1837)	Breeds W NA south to Baja California, winters W USA S to NW Mexico	-	head black, back reddish, brown flanks, bill pink	<i>oreganus, montanus, mearnsi, shufeldti, thurberi, pontilis, townsendi</i>	
	<i>J. caniceps</i>	(Woodhouse 1852)	Breeds W NA, winters SW USA S to NW Mexico	-	head bluish, back brown, pink flanks, bill pink	<i>caniceps</i>	
	<i>J. insularis</i>	Ridgway 1876	Isla Guadalupe	E	bill blue-gray, dull plumage	<i>insularis</i>	
<i>Junco phaeonotus</i>	<i>J. bairdi</i>	Ridgway 1883	Sierra de la Laguna, Baja California Sur	E	very small size, bill small, coloration grayish	<i>bairdi</i>	Miller (1941), Miller et al. (1957), Rising (1996)
	<i>J. phaeonotus</i>	Wagler 1831	SW USA S to Oaxaca	Q	small size, bill small, back reddish	<i>palliatius, phaeonotus</i>	
	<i>J. fulvescens</i>	Nelson 1897	N Chiapas highlands	E	small size, bill large, coloration duller and browner	<i>fulvescens</i>	
	<i>J. alticola</i>	Salvin 1863	Extreme SE Chiapas and Guatemala	Q	large size, bill stout, back reddish	<i>alticola</i>	
<i>Agelaius phoeniceus</i>	<i>A. phoeniceus</i>	(Linnaeus 1766)	NA S to N Costa Rica	-	male black with red and yellow epaulets, female brown and white streaked	<i>neutralis, nyaritensis, richmondi, megapotos</i>	Dickerman (1965), Jaramillo and Burke (1999)
	<i>A. gubernator</i>	(Wagler 1832)	C Mexico	E	male black with red epaulets, female dusky brown flecked with white	<i>gubernator, grandis, nelsoni?</i>	

<i>Sturnella magna</i>	<i>S. magna</i>	(Linnaeus 1758)	E USA S through C and S Mexico into Central America	-	less white in tail, molecular characters	<i>hoopesi, alticola, mexicana, griscomi, saundersi, auropectoralis?</i>	J. C. Barlow and J. A. Dick (pers. comm.); placement of Mexican subspecies <i>auropectoralis</i> uncertain (Dickerman and Phillips 1970); Jaramillo and Burke (1999)
	<i>S. lilianae</i>	Oberholser 1930	SW USA to Sonora and Chihuahua	-	extensive white in tail, molecular characters, song	<i>lilianae, auropectoralis?</i>	
<i>Icterus spurius</i>	<i>I. spurius</i>	(Linnaeus 1766)	Breeds Canada to NE Mexico	-	brick red color, large size	<i>spurius</i>	Jaramillo and Burke (1999), Baker et al. (2003)
	<i>I. fuertesi</i>	Chapman 1911	Breeds Tamaulipas to S Veracruz, winters to Guerrero	E	reddish yellow color, small size	<i>fuertesi</i>	
<i>Icterus cucullatus</i>	<i>I. californicus</i>	(Lesson 1844)	Breeds California and Baja California S to Sonora and Sinaloa	-	pallid yellow head and breast	<i>nelsoni, trochiloides, californicus</i>	Jaramillo and Burke (1999)
	<i>I. cucullatus</i>	Swainson 1827	S Texas and NE Mexico S to N Belize	Q	orange head and breast	<i>cucullatus, sennetti, igneus, masoni, duplexus, cozumelae, yucatanensis</i>	
<i>Icterus pustulatus</i>	<i>I. pustulatus</i>	(Wagler 1829)	W Mexico, Sonora to Chiapas	E	back with small spots, bill slender	<i>microstictus, pustulatus,</i>	Phillips (1995), Jaramillo and Burke (1999)
	<i>I. sclateri</i>	Cassin 1867	Pacific coast, Chiapas to Honduras	-	back with large spots, or all black, bill slender	<i>formosus</i>	
	<i>I. graysonii</i>	Cassin 1867	Islas Tres Marias	E	back without distinct spots, bill massive	<i>graysonii</i>	
<i>Icterus graduacauda</i>	<i>I. graduacauda</i>	Lesson 1839	S Texas to C Veracruz	Q	secondaries edged white	<i>graduacauda, audubonii</i>	Jaramillo and Burke (1999)
	<i>I. dickeyae</i>	van Rossem 1938	SW Mexico, Guerrero and Oaxaca	E	wings black	<i>dickeyae, nayaritensis</i>	
<i>Carpodacus mexicanus</i>	<i>C. mexicanus</i>	(P. L. S. Müller 1776)	Chihuahua and Sinaloa S to Oaxaca	E	small size, slender bill, red limited to upper breast	<i>altitudinis, rhodopnus, coccineus, mexicanus, potosinus, centralis, griscomi</i>	Moore (1939), Jehl (1971) ; <i>C. mcgregori</i> is considered extinct
	<i>C. frontalis</i>	(Say 1823)	SW Canada and W USA to Sonora, NW Chihuahua, Texas and Baja California	-	small size, slender bill, pinkish-red or red washed to lower breast	<i>frontalis, ruberrimus, clementis</i>	
	<i>C. mcgregori</i>	Anthony 1897	Isla San Benito and Cedros	E extinct	large size, heavy bill, reduced red	<i>mcgregori</i>	
	<i>C. amplus</i>	Ridgway 1876	Isla Guadalupe	E	large size, heavy bill, orange-red only on forehead and cheeks	<i>amplus</i>	
<i>Loxia curvirostra</i>	<i>L. stricklandi</i>	Ridgway 1885	SW USA to Chiapas	Q	call note, morphometrics	<i>stricklandi, mesamericana?</i>	Extremely complex variation. Given known range, <i>L. stricklandi</i> is likely to range through mountains of at least N and C Mexico (Groth 1993)
	<i>L. bendirei</i>	Ridgway 1884	W USA? S to N Baja California	-	call note, morphometrics	<i>bendirei</i>	
<i>Carduelis pinus</i>	<i>C. pinus</i>	(Wilson 1810)	Alaska to C Mexico	-	chest streaks well defined, secondary bar broad, superciliary line not apparent	<i>pinus, macropterus</i>	

	<i>C. perplexus</i>	(van Rossem 1938)	Chiapas and W Guatemala	Q	chest streaks indistinct, secondary bar thin, grayish superciliary line	<i>perplexus</i>	
<i>Carduelis psaltria</i>	<i>C. psaltria</i>	(Say 1823)	SW USA and Mexico S to CA and Colombia	-	large, male head and upperparts black, white secondary patch not defined	<i>psaltria, columbianus</i>	Oberholser (1903)
	<i>C. hesperophilus</i>	(Oberholser 1903)	W USA S to Baja California Sur and Sinaloa	-	large, males olive back, black crown, white secondary patch not defined	<i>hesperophilus</i>	
	<i>C. jouyi</i>	(Ridgway 1898)	N Yucatan Peninsula	E	small, male head and upperparts black, white secondary patch well defined	<i>jouyi</i>	

OCCURENCE OF OLIGOCHAETA LIVING ON LARVAE OF ODONATA FROM IPEÚNA (SÃO PAULO STATE, BRAZIL)

Juliano José Corbi¹, Mário A. Jancso^{1,3}, Susana Trivinho-Strixino¹ and Evelise N. Fragoso²

Biota Neotropica v4 (n2) <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+BN03304022004>

Date Received 07/02/2004

Revised 08/23/2004

Accepted 09/08/2004

¹ Laboratório de Entomologia Aquática, Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, C. Postal 676, São Carlos, SP, Brasil. E-mail: pjcorbi@iris.ufscar.br

² Laboratório de Ictiologia e Dinâmica de Populações, Departamento de Hidrobiologia, Universidade Federal de São Carlos, C. Postal 676, São Carlos, SP, Brasil.

³ Cientistas Associados Ltda., R. Alfredo Lopes, 1717, CEP: 13560-460, São Carlos, SP, Brasil.

Abstract

The occurrence of oligochaetes species living on larvae of Odonata is reported for the first time. There were found *Nais variabilis* (Piguet, 1906) (Oligochaeta: Naididae) and *Chaetogaster diastrophus* (Gruithuisen, 1828) (Oligochaeta: Naididae) living on *Elasmothermis cannaerioides* (Calvert, 1906) (Anisoptera: Libellulidae) and on *Mnesarete* (Cowley, 1934) (Zygoptera: Calopterygidae).

Key words: *Oligochaeta*, *Odonata larvae*, *occurrence*.

Resumo

A ocorrência de oligochaeta vivendo sobre Odonata é relatada pela primeira vez. Foram encontrados *Nais variabilis* (Piguet, 1906) (Oligochaeta: Naididae) e *Chaetogaster diastrophus* (Gruithuisen, 1828) (Oligochaeta: Naididae) vivendo sobre *Elasmothermis cannaerioides* (Calvert, 1906) (Anisoptera: Libellulidae) e sobre *Mnesarete* (Cowley, 1934) (Zygoptera: Calopterygidae).

Palavras-chave: *Oligochaeta*, *larvas de Odonata*, *ocorrência*.

1. Introduction

Species of oligochaetes inhabiting on other freshwater animals have been cited by Marcus 1941, Brinkhurst & Jamieson 1980, Kahl & Konopacka 1981, Righi 1984, Anderson & Holm 1987, Fernandez et al. 1991, Brinkhurst & Marchese 1991, Corbi et al. (2005). However, there are few published studies concerning Brazilian species (Righi 1984). Here, we report for the first time the presence of oligochaetes species inhabiting on Odonata larvae.

2. Material and Methods

The organisms were collected manually, using a manual network 1,50m x 1,0m (0.5 mm of mesh), in the Lapa and Cantagalo streams. These aquatic systems are located in the town of Ipeúna (São Paulo, Brazil) within the hydrographic basin of the Piracicaba-Capivari-Jundiá (22° 22'S and 47° 46'W). The Lapa stream is characterized by the presence of forested and pasture areas in its surroundings. The water has high values of dissolved oxygen (8,7 mg/L), low electric conductivity (40 mS/cm) and slightly acid pH values (6,0). The Cantagalo stream is characterized by deforestation margin with pasture areas. Dissolved oxygen values are high (8,7mg/l), electric conductivity is low (40 mS/cm) and the pH is less acid (6,4).

The aquatic worms were sorted under stereoscopic microscope and optic microscopy, processed and identified following Brinkhurst & Jamieson (1980), Righi (1984) and Brinkhurst & Marchese (1991) techniques. The Odonata identification was Patricia Santos Ferreira Peruquetti's courtesy. The specimens have been duly deposited in the collection of the Aquatic Entomology Laboratory of the Federal University of São Carlos, SP, Brazil.

3. Results and Discussion

We recorded two species of aquatic oligochaetes of the Naididae family: *Nais variabilis* (Piguet, 1906) and *Chaetogaster diastrophus* (Gruithuisen, 1828). These species are living on larvae of the Odonata *Elasmothermis cannaerioides* (Calvert, 1906) and *Mnesarete* (Cowley, 1934) (Fig. 1). Among the 320 Odonata collected, we observed that 6 percent were inhabited by the oligochaetes species living mainly below and above the wing cases and on the superior part of the Odonata abdomen. Along with the Oligochaetes species we found 25 worms, among which *N. variabilis* was the most abundant species followed by *Ch. diastrophus*.

Other authors have also found Naididae inhabiting aquatic animals, specially belonging at the genus *Chaetogaster* and *Nais*. More detailed information on this subject will be published elsewhere (Corbi et al. 2005).

The oligochaetes probably are neither particularly characteristic of nor strongly connected with their hosts, as has been pointed out for sponges by Kahl & Konopacka (1981). Therefore, more information is required on this theme, especially considering that the symbiosis in freshwater may involve evolutionary advantages, such as better feeding opportunities, increased mobility, protection from disturbances and reduced risk of predation (Tokesshi 1999).



Figure 1. A. *Chaetogaster diastrophus* on the dorsal side of *Mnesarete*. B. Zoom in *Chaetogaster diastrophus*.

4. Acknowledgements

We would like to thank Fábio de Oliveira Roque for the fruitful suggestions. We also like to thank Dr. P. Melnikov for paper revision in its English form. Financial support: CAPES.

5. References

- ANDERSON, R.V. & HOLM, D.J. 1987. *Chaetogaster-limnaei* (Oligochaeta, Naididae) infesting unionid mollusks (Pelecypoda, Unionidae) and *Corbicula-fluminea* (Pelecypoda, Corbiculidae) in pool-19, Mississippi river. *J. Freshwater Ecol.*, 4:61-64.
- BRINKHURST, R.O. & JAMIESON, B.G.M. 1980. *Aquatic Oligochaeta of the World*. University of Toronto Press.
- BRINKHURST, R.O. & MARCHESE, M.R. 1991. *Guia para la identificación de oligoquetos acuáticos continentales de Sud y Centroamerica*. Asociación Ciencias Naturales del Litoral. J. Maciá, 1933. Santo Tome (3016) – Argentina.
- CORBI, J.J., ROQUE, F.O., TRIVINHO-STRIXINO, S. & ALVES, R.G. 2005. Records of Oligochaetes in Freshwater Sponges, on Bryozoans and on Colonial Hydrozoans from Brazil. *Braz. Journal of Biol.*, Vol 65. (In press).
- FERNANDEZ J., GOATER, T.M. & ESCH, G.W. 1991. Population-dynamics of *Chaetogaster-limnaei-limnaei* (Oligochaeta) as affected by a trematode parasite in *Helisoma-anceps* (Gastropoda). *Am. Midl. Nat.*, 125:195-205.

- KAHL, K. & A. KONOPACKA. 1981. Oligochaeta inhabiting the colonies of the sponge *Spongilla lacustris* (L.) in the River Gac. Acta Hydrobiol., 23:243-249.
- MARCUS, E. 1941. Sobre Bryozoa do Brasil. Bolm Fac. Fil. Ci. Letras. Univ. São Paulo, Zoologia, 5:3-208.
- RIGHI, G. 1984. Manual de identificação de invertebrados Límnicos do Brasil. Brasília, CNPq.
- TOKESHI, M. 1999. On evolution of commensalism in the Chironomidae. Freshwater Biol., 29:481-489.

Title: Occurrence of Oligochaeta living on larvae of Odonata from Ipeúna (São Paulo State, Brazil)

Authors: Juliano José Corbi, Mário A. Jancso, Susana Trivinho-Strixino and Evelise N. Fragoso

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+BN03304022004>

Date Received 07/02/2004

Revised 08/23/2004

Accepted 09/08/2004

ISSN 1676-0611

A EXPLORAÇÃO DA FAUNA SILVESTRE NO BRASIL: JACARÉS, SISTEMAS E RECURSOS HUMANOS

Luciano M. Verdade

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?point-of-view+BN02804022004>

Recebido em: 30/1/2004

Revisado em: 15/5/2004

Publicado em: 01/07/2004

Laboratório de Ecologia Animal / LZT / ESALQ / USP
Caixa Postal 09
Piracicaba, SP 13418-900 BRASIL
E-mail: lmv@esalq.usp.br

Abstract

Wildlife management and conservation usually require case-by-case studies because populations – not species – should in most cases be the management unit. In Brazil, the lack of a specific professional career such as the north American wildlife biologist makes the implantation of wildlife management programs difficult. Urban prejudice against the use of wildlife as a renewable resource, the abuse of captive breeding programs, and the feeling that the country is unable to implement effective control systems over harvest programs prevent the establishment of biologically sustainable, economically viable, and socially justifiable use of wildlife. This can only be changed by adequate training of professionals, decentralized research, and the use of existing infrastructure of extension for the implantation of a wildlife service. In this paper, elements usually related to the success of economic wildlife programs are presented, and real cases of crocodilian management and conservation programs around the world are discussed as examples.

Key words: *wildlife management, sustainable use, caiman, management systems, society*

Resumo

A conservação da vida silvestre normalmente necessita de estudos caso a caso porque a população – e não a espécie – deve ser na maioria das vezes a unidade do manejo. No Brasil, a falta de uma categoria profissional específica, como a dos *wildlife biologists* norte-americanos, dificulta a implantação de programas de conservação e manejo de vida silvestre. O preconceito contra o uso da fauna como recurso natural renovável, o abuso da criação em cativeiro e a noção de que o país não é capaz de implantar com sucesso um programa de fiscalização eficaz impedem a implantação de sistemas biologicamente sustentáveis, economicamente viáveis e socialmente justificáveis de uso da fauna silvestre. Isto só poderá mudar através da formação adequada de recursos humanos, da descentralização da pesquisa e do uso da infraestrutura já existente de extensão para a implantação de um Serviço de Fauna. No presente artigo, fatores normalmente relacionados ao sucesso de programas de uso econômico da fauna silvestre são apresentados e exemplos reais envolvendo crocodilianos são discutidos.

Palavras-chave: *manejo de fauna, uso sustentável, jacaré, sistemas de manejo, sociedade*

1. Introdução

Nossos ancestrais têm explorado a fauna silvestre desde antes de assumirem a si próprios como seres humanos, em desenhos rupestres nas cavernas em que habitavam. A rigor, a fauna silvestre era explorada antes mesmo de passarem a colher e armazenar os grãos de algumas gramíneas, num processo que passamos a chamar de agricultura, e que revolucionou a forma como viviam, servindo de base ao que chamamos hoje de civilização. Apesar de haver alguma controvérsia sobre o real impacto que essa exploração tenha causado em várias espécies já no Pleistoceno (Broderick 1972, Martin 1972), a baixa população humana na época não parece ter sido capaz de causar estragos muito grandes, tendo até o presente mais espécies sido extintas em decorrência de alterações antrópicas de seus habitats causadas pela expansão da agricultura e urbanismo, que propriamente pela sua utilização humana direta através da caça (Ehrlich 1986, Diamond 1989, Myers 1994, Wilson 1986, 1993).

A perda de espécies ou de seus indivíduos, que se convencionou em anos recentes a chamar de diversidade biológica ou biodiversidade, tem causado em várias ocasiões a perda da funcionalidade ecológica dos ecossistemas (Vitousek & Hooper 1994). Considerando-se uma espécie como o resultado da história evolutiva de seu patrimônio genético em relação a seu ecossistema, sua conservação só faz sentido se inserida no contexto do meio ambiente em que habita, assegurando-se acima de tudo a funcionalidade desse (eco)sistema. Esta preocupação tem norteado a filosofia conservacionista mais recente (Pimm 1991, Soulé 1991, Walker 1989). Nela, considera-se como principal objeto de trabalho os processos ecológicos (antrópicos ou não) que determinem a distribuição e abundância dos seres vivos e, a partir daí, a funcionalidade (alguns preferem chamar de estrutura e função) de seus ecossistemas (Huston 1994).

Para isso, partiu-se já no fim do século 19, de uma visão quase bíblica de criação de unidades de conservação (e.g., Parques Nacionais e seus correlatos atuais) como grandes Arcas de Noé, em que um número mínimo de indivíduos de cada espécie pudesse ser garantido para depois do dilúvio... Como as águas parecem não querer baixar, medidas de diminuição real do impacto humano no ambiente passaram a ser estimuladas a partir de meados do século 20 (Crowe 1967, Scott & Csuti 1997). Entretanto, mesmo que indiscutivelmente bem intencionadas, medidas como controle da poluição (Weis 1995), racionalização do uso do solo (Primavesi 1984, Rockie 1950), diminuição do uso de defensivos agrícolas (Keith 1996), melhor adequação de áreas urbanas (Adams 1994, Baines 1995) e agrícolas (Barrett et al. 1999) para a fauna, ainda não foram suficientes para deter o crescimento expressivo do ritmo de extinção de espécies causadas pelo homem, ainda majoritariamente devido à expansão das atividades agrícolas e urbanas e

conseqüente destruição dos ecossistemas naturais.

No contexto acima, o último recurso que pareceu possível para refrear o ritmo de destruição de ambientes naturais e da conseqüente extinção de espécies silvestres foi o de valorizar o meio ambiente através da utilização sustentável de seus recursos naturais florísticos e faunísticos (Hilborn et al. 1995, Norton 1991, Ulanowicz 1991). Esta tendência, amparada por base científica, surgiu entre o fim da década de 1960 e o início da década de 1970 (Redford & Robinson 1991, Robinson & Redford 1991). De forma geral, para compreendê-la basta imaginar que, se conseguirmos manter, por exemplo, o Pantanal do Mato Grosso relativamente intacto para a exploração sustentável do jacaré (*Caiman yacare*), estaremos também conservando as demais espécies deste ecossistema, mesmo aquelas que não tenham qualquer potencial econômico, como a onça pintada (*Panthera onca*), o tuiuiu (*Jabiru mycteria*) e o cervo do Pantanal (*Blastocerus dichotomus*) (Magnusson e Mourão 1997, Mourão 1999). Em outras palavras, através da utilização econômica de uma espécie, estaríamos proporcionando a conservação de todo o ecossistema. Ou de sua funcionalidade ecológica.

Podemos classificar as diversas formas de uso da fauna e flora em termos dos insumos investidos de forma a assegurar a coleta e processamento dos produtos a serem obtidos. Neste sentido, em relação à fauna, podemos chamar de *criação em cativeiro* o sistema mais intensivo de manejo, em que a produção dá-se inteiramente em ciclo fechado, havendo investimentos não apenas na coleta do produto, mas também na reprodução e crescimento dos animais. Por outro lado, podemos chamar simplesmente de *caça seletiva* (ou *manejo sustentável*) o sistema mais extensivo, em que o investimento se restringe à coleta e processamento do produto, não havendo nenhum investimento significativo na reprodução ou crescimento dos animais (Hutton & Webb 1992). Há, obviamente, inúmeros sistemas semi-intensivos com características intermediárias entre os extremos. No entanto, a escolha do sistema de exploração de uma espécie com potencial econômico, deve levar em conta aspectos intrínsecos e específicos, podendo-se optar por uma maior ou menor intensificação em função desses aspectos (Tabela 1).

A Tabela 1 expressa a relação existente entre abundância, valor econômico, custo da exploração, produtividade alcançada, área necessária e valor conservacionista do sistema de exploração. Não é necessário ser um economista para descobrir que, quanto mais intensivo for um sistema de exploração, maiores serão seu investimento, custo e produtividade. Por outro lado, por definição, quanto mais intensivo o sistema menor a área física necessária para sua implantação. Vem daí que, considerando-se que a conservação da natureza implica na manutenção da funcionalidade dos ecossistemas, o valor

Tabela 1. Fatores relacionados à elaboração e ao sucesso ou fracasso de um sistema de exploração de espécies silvestres.

NÍVEL	FATOR	MANEJO EXTENSIVO (Caça seletiva)	MANEJO SEMI-INTENSIVO	MANEJO INTENSIVO (Criação em cativeiro)
ESPÉCIE / POPULAÇÃO (Requisitos básicos para a escolha do método de manejo)	ABUNDÂNCIA NATURAL	Alta	Alta	Baixa
	VALOR ECONÔMICO	Baixo	Médio	Alto
	PRODUTIVIDADE NATURAL	Alta	Alta	Alta
SISTEMA DE MANEJO (Características básicas de cada método)	CUSTO	Baixo	Médio	Alto
	PRODUTIVIDADE ALCANÇADA	Baixa	Média	Alta
	ÁREA	Grande	Grande	Pequena
	VALOR CONSERVACIONISTA	Alto	Médio	Baixo

Tabela 2. Exemplos de programas de manejo de crocodilianos.

MANEJO EXTENSIVO Harvesting (Caça seletiva)	MANEJO SEMI-INTENSIVO Ranching (Coleta de ovos)	MANEJO INTENSIVO Farming (Criação em cativeiro)
<i>Alligator mississippiensis</i> (USA)	<i>Alligator mississippiensis</i> (USA)	<i>Crocodylus porosus</i> (Austrália)
<i>Caiman crocodilus</i> (Venezuela)	<i>Caiman yacare</i> (Pantanal, Brasil)	<i>Caiman crocodilus</i> (Colômbia)
<i>Caiman crocodilus</i> (Amazonas, Brasil)	<i>Caiman latirostris</i> (Argentina)	<i>Caiman crocodilus</i> (Amazonas, Brasil)
<i>Melanosuchus niger</i> (Amazonas, Brasil)		<i>Caiman latirostris</i> (São Paulo, Brasil)
<i>Caiman yacare</i> (Pantanal, Brasil)		

conservacionista de um sistema de exploração de uma espécie silvestre é tanto maior quanto maior for sua área de implantação. Em outras palavras, quanto mais extensivo for um sistema, maior seu valor conservacionista (Ross 1997).

O exposto acima vai frontalmente de encontro a dois conceitos usualmente aceitos pela população moderna dos grandes centros urbanos. O valor conservacionista de criações em cativeiro de espécies silvestres é, na maioria das vezes, inócuo. E – ainda mais chocante! – sistemas bem conduzidos de caça podem representar formas palpáveis de valoração do ambiente de forma a manter relativamente intactos os ecossistemas e suas espécies, ou seja, sua funcionalidade ecológica.

Este conceito é difícil de ser aceito por aqueles que travaram seu primeiro contato com caçadores através de fábulas como a de Bambi de Walt Disney. A morte trágica da mãe do protagonista por caçadores tende a gravar-se na mente de crianças urbanas, de forma tal que estas, mesmo quando já adultas, não percebem a gritante diferença sócio-econômica e cultural entre os caçadores da mãe do Bambi e, por exemplo, os cablocos da Amazônia ou os sertanejos nordestinos, que caçam não por esporte mas por subsistência. Para não mencionar os casos de caça de controle de vertebrados silvestres que se tornam praga de agricultura, como algumas espécies de aves, roedores e carnívoros.

A complexidade de circunstâncias locais ou regionais impede que um único sistema (caça seletiva ou criação em cativeiro) possa ser pregado como a panacéia de todos os males. A primeira não pode ser aplicada a toda e qualquer população silvestre, pois tem como requisito básico a existência de agregados populacionais e produtividade primária grandes o suficiente para suportar a pressão de caça e tornar economicamente viável a procura e coleta de indivíduos. A criação em cativeiro, por sua vez, por apresentar custo mais alto, só pode ser feita de forma econômica quando se trata de espécies com alto valor unitário. Ainda do ponto de vista conservacionista, a propagação em cativeiro para fins de reintrodução só alcança sucesso quando a causa do declínio populacional já tiver sido sanada. A simples propagação em cativeiro trata apenas o sintoma, i.e., o declínio populacional, e não sua causa! (Magusson 1984). Além disso, em espécies territoriais, a diminuição da densidade populacional pode resultar em indivíduos dominantes, com territórios ampliados, que podem impedir o sucesso da reintrodução de jovens tenros e despreparados, nascidos e crescidos em cativeiro, por canibalismo (Magnusson 1986). Há fortes evidências, por exemplo, de que isto ocorra com filhotes de aligátor (*Alligator mississippiensis*) reintroduzidos em pântanos da Louisiana (Chabreck et al. 1997).

Neste artigo, são apresentados exemplos existentes de programas de manejo no Brasil e em outros países, sendo seu sucesso ou fracasso analisado à luz dos fatores aqui

propostos. Por um viés do autor, os casos referem-se apenas a crocodilianos. Apesar da caça e pesca serem processos semelhantes tanto em causa quanto em efeito, por deficiência deste autor, a exploração de peixes é aqui ignorada, tanto em sua forma extensiva (i.e., pesca), quanto em sua versão intensiva (i.e., aquicultura). Trata-se de um viés involuntariamente semelhante ao da legislação brasileira, que trata os peixes de forma distinta à de outros vertebrados.

2. Exemplos com Crocodilianos

Uma das principais vantagens em se estudar a viabilidade de sistemas de manejo para fins de conservação e uso econômico (ou conservação através do uso econômico) de crocodilianos é que existem seus exemplos de extremos em termos de intensificação (i.e., caça e criação em cativeiro), assim como sua versão intermediária (i.e., criação de filhotes a partir de ovos coletados na natureza). Além disso, esses sistemas receberam denominações, em língua inglesa, reconhecidas internacionalmente, respectivamente *harvest*, *farming* e *ranching* (Hutton & Webb 1992).

O sistema de *harvest* baseia-se na retirada de indivíduos de uma população sem que ela entre em declínio. Neste sistema, busca-se o estabelecimento de uma taxa de exploração que seja biologicamente sustentável e economicamente viável, conservadoramente situada abaixo (por uma questão de segurança!) da taxa de máximo rendimento sustentável (Begon & Mortimer 1986, Caughley 1977). Do ponto de vista econômico, este sistema caracteriza-se pelo investimento apenas na coleta e processamento do “produto” e não em sua produção e reprodução. Seu nível de intensidade é idealmente determinado pelo monitoramento populacional e conseqüente estabelecimento de cotas anuais de exploração, no que recebeu por isso o nome de “manejo adaptativo” (Nyberg 1998).

O sistema de *ranching* baseia-se na coleta de ovos na natureza e subseqüente “engorda” de filhotes em cativeiro. Analogamente ao sistema anterior, neste busca-se idealmente uma taxa de exploração de ovos que seja biologicamente sustentável e economicamente viável, assegurando-se a liberação de uma parte dos filhotes criados em cativeiro à natureza, numa forma bem intencionada de compensação, que tem sido eventualmente questionada entre outras coisas porque aparentemente boa parte dos filhotes é vítima de canibalismo (Chabreck 1997). Do ponto de vista econômico, neste sistema investe-se não apenas na coleta e processamento, mas também em sua produção, deixando apenas a reprodução por conta da natureza.

O sistema de *farming*, cujo nome provém de fazendas de criação, baseia-se na produção e reprodução de uma espécie em cativeiro, em ciclo fechado, e não apenas na

coleta e processamento de seus produtos. Neste sistema, busca-se o controle dos diversos fatores produtivos, como alimentação, sanidade, ambiência e outros, visando a máxima produtividade possível, tendo em vista apenas a relação custo-benefício do sistema.

Houve uma mudança perceptível no paradigma de manejo proposto pelo Grupo de Especialistas em Crocodilianos da União Internacional para a Conservação da Natureza (CSG / SSC / IUCN) nas últimas três décadas. No início da década de 1970, em função do generalizado declínio populacional sofrido por várias espécies de crocodilianos no mundo, causado majoritariamente pela caça furtiva que visava abastecer o mercado internacional de peles – e possivelmente pelo alto valor que peles legalmente produzidas alcançavam naquelas circunstâncias! – pregou-se prioritariamente a criação em cativeiro das espécies mais ameaçadas (em geral as mais valiosas e primeiras a serem caçadas indiscriminadamente) (Cott 1971, Honegger 1971, Pooley 1971). Duas décadas depois, o manejo sustentável de populações selvagens remanescentes passou a ser defendido como prioritário pelo Grupo de Especialistas por sua intrínseca valoração dos ecossistemas onde tais espécies ocorram (Ross 1995), apesar da resistência de grupos ambientalistas ao uso de peles de espécies silvestres (Webb 1993). A Tabela 2 mostra exemplos de programas reais de manejo de crocodilianos no mundo, que são discutidos abaixo.

O mercado internacional de peles de crocodilianos reconhece quatro espécies como nobres, em função da ausência de osteodermos, padrão de escamas, tamanho e presença de cicatriz umbelical (Fuchs et al. 1989, King e Brazaitis 1971). Elas são o crocodilo do Pacífico (*Crocodylus porosus*), o crocodilo do Nilo (*C. niloticus*), o crocodilo da Papua-Nova-Guiné (*C. novaeguineae*) e o aligátor americano (*Alligator mississippiensis*). Por apresentarem maior valor, foram elas as primeiras a sofrer o impacto da caça furtiva, que ganhou força nos anos 1950 e 1960 (King 1989).

Logicamente, com o desaparecimento das espécies mais valiosas, a matança chegou às menos nobres, entre elas os jacarés sul-americanos, de forma especial o jacaré-do-Pantanal (*Caiman yacare*) que, apesar de ser o crocodiliano mais abundante do mundo, sofreu um considerável declínio populacional, chegando a ser considerado uma espécie “condenada ao extermínio” (Brazaitis 1996, Brazaitis et al. 1998). Isto resultou na proibição de sua comercialização nos EUA, o que alguns consideraram conveniente apenas aos criadores de aligátor americano (Ross 1998, Mourão 1999).

A partir da década de 1980, o aumento da oferta de peles legais passou a ser significativo, culminando com o declínio dos preços das peles no mercado internacional no início dos anos 1990 (Verdade 1997), também ao menos

parcialmente influenciado pela resistência crescente de grupos preservacionistas mais extremados ao uso (mesmo que biologicamente sustentável) de peles de espécies silvestres. Nessas circunstâncias, beneficiado pela “reserva de mercado” acima, por seu ainda relativamente alto valor unitário e por uma série de subsídios que o governo da Louisiana garante aos criadores de aligátor (ver Joanen et al. 1984, Joanen e McNease 1987), apesar dos preços terem baixado no mercado internacional, o programa de *harvest e ranching* da espécie nos EUA cresceu consideravelmente durante a década de 1990, indo de cerca de 25 mil a mais de 200 mil peles por ano (Collins 1998, Ross 1999).

No entanto, é na Venezuela que se encontra possivelmente o melhor exemplo de *harvest* de um crocodiliano no mundo. Pela grande presença de osteodermos e por seu padrão de escamas grandes sem a cicatriz umbelical, a pele da espécie apresenta baixo valor unitário no mercado internacional (Fuchs et al. 1989, King & Brazaitis 1971). No entanto, por ser abundante e produtiva, suporta uma razoável pressão de caça (Ayarzaguena 1983, Medem 1983). Após um considerável declínio populacional causado pela caça excessiva na década de 1960, o governo venezuelano proibiu sua caça e iniciou um programa de monitoramento populacional em 1972 (Velasco & Ayarzaguena 1995, Velasco e Blanco 1996, Velasco et al. 1997). A partir daí, a espécie vem-se recuperando, mesmo com cotas crescentes de extração. Os monitoramentos anuais são coordenados por equipes bem treinadas, as propriedades rurais geram renda através da exploração econômica da espécie e mantém o ecossistema dos lhanos sem alterações profundas, o que congrega de maneira significativa um alto valor conservacionista a uma adequada relação custo-benefício do ponto de vista econômico (Thorbjarnarson & Velasco 1999).

Pelas semelhanças existentes entre os lhanos venezuelanos e o Pantanal mato-grossense e entre o babo venezuelano (*Caiman crocodilus*) e o jacaré-do-Pantanal (*C. yacare*), a Venezuela seria possivelmente o melhor exemplo a seguir nessa região do Brasil. No entanto, pela completa restrição à caça no Brasil desde 1967, este caminho não foi possível, tendo-se optado pelo sistema de *ranching* e *farming* a partir dos anos 1980, reforçados pela idéia errônea que se tinha no país àquela época sobre o real valor da pele da espécie no mercado internacional, convenientemente superestimada por um grupo restrito de consultores que foram, possivelmente, os únicos a realmente ganhar dinheiro com a espécie (ver Widholzer 1986).

O baixo valor do couro e o alto custo da engorda dos filhotes em cativeiro, incluindo alimentação e instalações, foram desde o início, os principais fatores limitantes ao sucesso de tais empreendimentos. A proibição da entrada da pele da espécie nos EUA foi apenas o “tiro-de-misericórdia” e, mesmo sua recente revogação e a melhoria

no processamento do couro não reverteram a situação. Dessa forma, das dezenas de fazendas praticando *ranching* e *Farming* da espécie, que se instalaram no Brasil na década de 1980, apenas uma minoria chegou operando no ano 2000. Um agravante a essa situação foi que, durante a década de 1980, o IBAMA permitiu a implantação de criatórios da espécie fora de sua área de distribuição natural, nos estados do sul e sudeste do Brasil. O abandono de tais projetos resultou em um incalculável número de solturas de animais nessas áreas o que, longe de ser inócuo à conservação da espécie, foi possivelmente danoso às espécies nativas, onde o jacaré-do-Pantanal foi introduzido como espécie exótica.

Pesquisas desenvolvidas pelo Centro de Pesquisa Agropecuária do Pantanal (CPAP), da Embrapa, têm mostrado que, de fato, a melhor opção de manejo para a espécie seria um programa de *harvest*, semelhante ao desenvolvido na Venezuela (Campos et al. 1992, Coutinho & Campos, 2002, Magnusson 1995). A estrutura fundiária do Pantanal envolve majoritariamente grandes propriedades rurais, onde a principal atividade produtiva é a criação extensiva de bovinos. Oscilações dos preços de mercado desse produto têm feito com que vários produtores tenham optado por ampliar a produção através da ampliação da área de pastagem, o que implica na maioria das vezes na derrubada de capões de floresta das áreas menos sujeitas à inundações. O impacto dessas práticas é possivelmente danoso à biodiversidade local, de forma especial às espécies de mata. Isto poderia ser evitado através da geração de renda nas propriedades através de um programa de *harvest* dos jacarés (Mourão 1999).

O crocodilo-de-estuário (*Crocodylus porosus*), por sua vez, é possivelmente o melhor exemplo de criação em cativeiro de um crocodiliano do ponto de vista econômico. Este sucesso deve-se ao fato da espécie ser considerada a mais nobre entre todas no mercado internacional, graças ao seu tamanho (é a espécie de maior porte entre todas, podendo alcançar até sete metros de comprimento total), à ausência de osteodermos, à presença de cicatriz umbilical e ao padrão de escamas pequenas (Fuchs et al. 1989, King & Brazaitis 1971). Foi possivelmente por essas razões a que menos impacto sofreu em relação à queda de preços do mercado internacional durante os anos 1990. Em adição, na Austrália, onde a espécie é comercialmente produzida, a utilização de subprodutos de origem animal a baixo custo na alimentação da espécie diminuiu consideravelmente os custos de sua produção, ampliando as possibilidades de lucro (Onions 1987). Trata-se da conjugação de dois fatores essenciais ao sucesso do empreendimento: alto valor unitário do produto e baixo custo de produção.

Infelizmente, essa conjugação de fatores parece não ocorrer com as fazendas de criação de *Caiman crocodilus* na Colômbia, nem tampouco em sua versão amazônica brasileira, localizada em Manacapuru, a 80 km de Manaus. A espécie apresenta baixa cotação no mercado internacional

e não parece haver subprodutos de origem animal a baixo custo para abastecer-las em sua região. No entanto, a produção colombiana cresceu de virtualmente zero no fim da década de 1980 a mais de 600 mil peles por ano no fim da década de 1990 (Collins 1998, Ross 1999). Logicamente, tal crescimento espantoso vem sendo visto com alguma desconfiança por não haver dados sobre o status das populações selvagens remanescentes (Brazaitis et al. 1998), ao que os colombianos justificam-se por estas se distribuírem em zonas dominadas pela guerrilha (Barahona et al. 1996).

De forma também surpreendente a única fazenda de criação de jacarés-tinga (*Caiman crocodilus*) do Estado do Amazonas vem respondendo pela maior parte da carne de jacarés que entra no Estado de São Paulo. No entanto, não há informações sobre a quantidade comercializada e a fazenda não produz jacarés há anos, o que é preocupante levando-se em conta a crescente atividade de caça ilegal de jacarés amazônicos da década de 1990 aos dias atuais (Da Silveira 2001).

A descoberta de grandes populações de jacaré-açu (*Melanosuchus niger*) nas florestas de várzea da Reserva de Desenvolvimento Sustentável de Mamirauá, na região central do Estado do Amazonas (Da Silveira & Thobjarnarson 1997) tem sugerido que um programa de *harvest* poderá ser viável à espécie em possível associação com o jacaré-tinga (Da Silveira et al. 1997). Além da pele de valor próximo ao das espécies clássicas pela pequena presença de osteodermos e padrão de escamas semelhantes ao do aligátor americano, com razoável mercado internacional em potencial, a alta produção de carne poderá destinar-se ao imenso mercado interno em grandes centros urbanos do centro-sul e nordeste do Brasil (Da Silveira 2001).

A segunda espécie de jacaré brasileiro em valor potencial de pele no mercado internacional é o jacaré-de-papo-amarelo (*Caiman latirostris*), também pela menor presença de osteodermos e padrão de escamas (Fuchs et al. 1989, King e Brazaitis 1971). No entanto, ausência de grandes agregados populacionais tem impedido no centro-sul do Brasil que se possa implantar programas de *harvest* ou *ranching* (Verdade 1998, Verdade et al. 1992), o que talvez seja possível apenas no extremo norte de sua distribuição geográfica, onde apesar da grande densidade da população humana e conseqüentemente alta pressão de caça parece haver ainda habitats relativamente pouco alterados (Verdade, 2001a).

Em várias regiões de São Paulo e possivelmente dos estados vizinhos a enorme produção de frangos de corte gera um imenso volume de descartes potencialmente aproveitáveis para a alimentação de jacarés em fazendas de criação (Verdade et al. 1990). Considerando-se que a alimentação chega a representar até 65% do custo total da produção de jacarés em cativeiro (Rodriguez 1985), a possibilidade de integrar a criação de jacarés a granjas de

aves ou suínos já instaladas torna potencialmente rendoso o sistema de *farming* para a espécie na região (Sarkis-Gonçalves et al. 2001), de maneira semelhante ao que se chegou a propor para o aligátor americano na Florida (Walker et al. 1993). Para evitar que tal sistema fosse formado a partir de matrizes e reprodutores selvagens a Universidade de São Paulo iniciou em 1988 um programa de propagação da espécie em cativeiro que, em 2001 alcançou a terceira geração (F3) e já forneceu experimentalmente animais a oito criadores, que começam agora a conseguir multiplicar localmente a colônia da espécie (Verdade 2001b).

Trata-se de uma circunstância diferente da encontrada pela espécie na Argentina. Lá, levantamentos de campo têm encontrado populações relativamente abundantes em lagoas permanentes no interior dos pampas, de forma a sugerir a possibilidade de sucesso de programas de *ranching* (Larriera 1994, Larriera et al. 1996). Tal programa iniciou-se em meados da década de 1980 a partir da coleta de ovos, com conseqüente cria e soltura de filhotes, no que se chamou de programa de auto-repovoamento que visou ampliar as populações selvagens da espécie, visando seu aproveitamento futuro. O sucesso de tal programa resultou na reclassificação do status da população argentina da espécie do Apêndice I para o Apêndice II da CITES e nos primeiros abates experimentais (Larriera 2000). Tal programa tem sido bem conduzido e parece ter resultado em crescimento das populações selvagens da espécie na província de Santa Fe, sendo seu possível fator limitante apenas um problema de escala. O limite máximo de ovos coletados por ano parece não exceder alguns poucos milhares, o que não garante significativo poder de barganha no mercado internacional de peles.

3. Manejo de Fauna no Brasil

Apesar da cultura brasileira ser bastante liberal em relação a vários de seus usos e costumes, a legislação brasileira que normaliza o uso da fauna silvestre pode ser considerada extremamente conservadora se comparada a países como os Estados Unidos e a Venezuela. Neles, uma maior flexibilização permite que algumas espécies mais abundantes e produtivas sejam exploradas de forma extensiva, a baixo custo, gerando renda localmente e assim propiciando a conservação de sua biodiversidade através da valoração de seus ambientes naturais (Joanen e McNease 1987, Thorbjarnarson & Velasco 1999). O caráter legal dessa exploração torna possível seu monitoramento, propiciando eventuais correções de rumo e dosagem do manejo. No Brasil, ao contrário, a proibição da caça impede o uso legal de espécies econômicas, tornando assim ilícita a renda gerada e necessário o investimento em fiscalização em lugar do monitoramento. Dessa forma, a parcela da população local que não possa ou não deseje abrir mão do uso desses recursos, é levada à ilegalidade, cuja formalização dá origem inevitavelmente ao surgimento de máfias (Moulton &

Sanderson 1997). Por outro lado, a parcela da população local que possa optar por formas legais de geração de renda, normalmente o faz através de alterações mais profundas no ambiente como, por exemplo, substituindo a floresta por pasto ou agricultura. Isto trás por conseqüência declínios populacionais não apenas de espécies cinegéticas – a que a legislação conservadora pretensamente visaria proteger – mas também às demais espécies não caçadas, pela simples destruição do habitat (Costanza et al. 1991).

O primeiro passo para um manejo efetivo da fauna brasileira seria a modificação da lei da fauna para permitir a forma de manejo mais apropriada para cada região, inclusive a comercialização de produtos oriundos da vida silvestre, onde apropriado. Isto feito, seria possível partir para a segunda fase, que é de criar a infraestrutura administrativa e acadêmica necessária para o manejo.

Em parte, a estrutura centralizada dos órgãos governamentais responsáveis pela “proteção à fauna” tende a perpetuar a legislação conservadora vigente, por uma simples questão de facilidade administrativa. A flexibilização do uso da fauna silvestre – como recurso natural renovável – exigiria um maior conhecimento da história natural das espécies potencialmente econômicas, bem como das características sócio-econômicas e culturais da população humana local. Num mundo cada vez mais globalizado, em que demandas do mercado de um continente podem afetar o nível de exploração de uma espécie em outro continente, as decisões em nível de manejo devem ser cada vez mais rápidas e tópicas, quando não preventivas (Hemley 1994). Neste sentido, a estrutura de gerenciamento da vida silvestre sugerida por Magnusson (1993) seria muito mais eficiente que a vigente no Brasil.

O processo de tomada de decisões ao nível local exige de um lado a atuação de técnicos com formação biológica específica e com expressiva familiaridade quanto à cultura local e, de outro, a coordenação central com visão ampla dos diversos aspectos sócio-econômicos, culturais, históricos, geográficos e não apenas biológicos, em escala necessariamente mais ampla que a local. Tais diferenças de escala entre o local e o regional ou global exigem descentralização e delegação de poderes, pois a capacidade de percepção de problemas também é função do foco de atuação do profissional em questão.

Ainda que ao nível legal as espécies possam ser mais convenientes como unidades para a conservação biológica, a população normalmente é mais adequada como unidade de manejo (Caughley & Sinclair 1994). Caughley & Gunn (1994) sugerem que o manejo de uma população silvestre restringe-se a apenas três alternativas: ampliar uma população depletada, reduzir uma população excessiva, ou estabelecer a taxa de máximo rendimento sustentável de uma população econômica. No entanto, uma quarta seria de manipular habitats, ou controlar a atividade de seres humanos, para evitar declínios. Fica implícito em sua análise que o

primeiro passo para o estabelecimento de um programa de manejo deva ser o diagnóstico de qual, entre essas alternativas, é a mais adequada à população em questão. Este diagnóstico deve envolver, por princípio, profissionais com adequada formação.

A categoria profissional que possivelmente melhor se adequa a esse trabalho local é a de “wildlife biologist”, existente nos EUA. Sua formação profissional atende a especificidades regionais e mesmo institucionais e visa atender à demanda descrita acima. No Brasil, o primeiro curso de ciências biológicas que reconhece formalmente tal perfil é o curso recém criado pela Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” da Universidade de São Paulo, em Piracicaba (Universidade de São Paulo 2001).

Não há no País uma estrutura de gerenciamento da vida silvestre como o *Wildlife Service* norte-americano. No entanto, as antigas “Casas da Lavoura” ou “Casas da Agricultura” são as únicas que possivelmente alcançam a maioria dos municípios brasileiros, envolvendo agrônomos e veterinários (Camargo 1968). A inclusão de biólogos (ou especificamente de “biólogos de vida silvestre”, em analogia aos *wildlife biologists* americanos) nessa estrutura, com um mínimo de apoio logístico complementar ao já existente, poderia introduzir no Brasil um serviço efetivo de extensão rural que chegasse *de facto* ao manejo e conservação da vida silvestre que, na prática, salvo raras exceções, não é alcançado pelo IBAMA.

É de conhecimento público que as “Casas da Lavoura” apresentam problemas como falta de recursos e de pessoal de apoio (Farnese-Filho 1982). No entanto, sua estrutura descentralizada já se encontra montada e razoavelmente funcional, podendo ser sua adequação para a implantação de um serviço de extensão rural ligado ao manejo e conservação de vida silvestre apenas uma ampliação do seu serviço de extensão rural, tradicionalmente executado.

Com a geração de recursos humanos com formação profissional específica, atuando em um “serviço de fauna” ligado ao serviço de extensão rural já espalhado pelo País, pode-se estabelecer como meta o diagnóstico ao nível local do estado populacional (conforme proposto acima a partir das alternativas de manejo sugeridas por Caughley e Gunn 1994), de um número crescente de espécies, começando possivelmente pelas de maior apelo (Lambeck 1997), ou aquelas consideradas espécies-chaves (Bond 1994, Paine 1995), ainda que sua caracterização seja eventualmente polêmica (Simberloff 1998). A partir daí, o estabelecimento de sistemas de exploração de espécies com potencial econômico poderá ser orientado e monitorado por tais profissionais, podendo ter como critérios para a escolha dos sistemas de manejo os fatores aqui discutidos. Desta forma, poderíamos estabelecer uma nova filosofia de manejo e conservação da vida silvestre no Brasil.

4. Agradecimentos

Este artigo expressa a atual filosofia de manejo e conservação de vida silvestre do Laboratório de Ecologia Animal (LEA)/LPA/ESALQ/USP, cuja implantação só foi possível em boa parte pelo financiamento da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (Processos No. 00/00180-9, 00/00215-7 e 00/01495-3). As idéias aqui apresentadas foram enriquecidas por conversas com Bill Magnusson, Guilherme Mourão, Zilca Campos, Ronis da Silveira, José Eurico P. Cyrino, F. Wayne King, J. Perran Ross, Alejandro Larriera e com os estudantes de pós-graduação do LEA. A Prefeitura do Campus “Luiz de Queiroz”, da Universidade de São Paulo, em Piracicaba, na pessoa do Prefeito, Professor Marcos V. Folegatti, além de todo o apoio logístico e operacional, tem possibilitado que algumas das idéias aqui apresentadas sejam postas em prática no mundo real, tendo o campus universitário como sítio de estudo, o que possibilita a participação expressiva de estudantes de graduação da ESALQ. Marli Penteadó e Carlos Yamashita, do IBAMA/SP, tem não apenas apoiado à discussão das idéias aqui tratadas, mas também tem dado suporte à implantação da filosofia aqui apresentada em escala mais ampla, apesar das dificuldades burocráticas do estado.

Referências Bibliográficas

- ADAMS, L. W. 1994. Urban Wildlife Habitats: A Landscape Perspective. University of Minnesota Press, Minneapolis, Minnesota.
- AYARZAGÜENA S., J. 1983. Ecología del caiman de anteojos o baba (*Caiman crocodilus* L.) en los Llanos de Apure (Venezuela). Doñana Acta Vertebrata 10(3):5-136.
- BAINES, C. 1995. Urban areas. pp. 362-380. In: SUTHERLAND, W. J. AND HILL, D. A. [Eds.]. Managing Habitats for Conservation. Cambridge University Press. Cambridge, U.K.
- BARAHONA, S. P., BONILLA, H. NARANJO, A. MARTÍNEZ, P. & RODRÍGUEZ, M. 1996. Estado, distribución, sistemática y conservación de los Crocodylia colombianos. pp.32-51. In: Crocodile Specialist Group. Crocodiles. Proceedings of the 13th Working Meeting of the Crocodiles Specialist Group. IUCN - The World Conservation Union. Gland, Switzerland.
- BARRETT, G. W., BARRETT, T. A. & PELES, J. D. 1999. Managing agroecosystems as agrolandscapes: reconnecting agricultural and urban landscapes. pp. 197-214. In: COLLINS, W. W. & QUALSET, C. O. [Eds.]. Biodiversity in Agroecosystems. CRC Press. Boca Raton, Florida, USA.
- BEGON, M. & MORTIMER, M. 1986. Population Ecology: A Unified Study of Animals and Plants. Blackwell. Oxford, U.K.

- BOND, W. J. 1994. Keystone species. pp.237-253. In: SCHULZE, E.-D. & MOONEY, H. A. [Eds.]. Biodiversity and Ecosystem Function. Springer-Verlag. Berlin. Germany.
- BRAZAITIS, P., WATANABE, M. E. & AMATO, G. 1998. The caiman trade. *Scientific American* 278(3):52-58.
- BRAZAITIS, P., REBÊLO, G. H. YAMASHITA, C. ODIERNA, E. A. & WATANABE, M. 1996. Treats to Brazilian crocodilian populations. *Oryx* 30(4):275-284.
- BRODRICK, A.H. [Ed.]. 1972. *Animals in Archeology*. Barrie e Jenkins, London. 180pp.
- CAMARGO, F. C. 1968. Agricultura na América do Sul. pp. 302-328. In: FITTKAU, E. J., ILLIES, J. KLINGE, H. SCHWABE, G. G. & SIOLI, H. [Eds.]. Biogeography and Ecology in South America. N.V. Publishers. Hague, Netherlands.
- CAMPOS, Z., MOURÃO, G. & COUTINHO, M. 1994 Propostas de pesquisa e manejo para o jacaré-do-Pantanal *Caiman crocodylus yacare* (Daudin, 1802). pp.58-64. In: LARRIERA, A., IMHOF, A.; VON FINCK, M. C. COSTA, A. L. & TOURN, S. C. [Eds.]. Memorias del IV Workshop sobre Conservacion y Manejo del Yacare Overo (*Caiman latirostris*). Fundación Banco Bica. Santo Tome, Santa Fe, Argentina.
- CAUGHLEY, G. 1977. *Analysis of Vertebrate Populations*. John Wiley & Sons. New York, USA.
- CAUGHLEY, G. & SINCLAIR, A. R. E. 1994. *Wildlife Ecology and Management*. Blackwell, Boston, USA.
- CAUGHLEY, G. & A. GUNN. 1996. *Conservation Biology in Theory and Practice*. Blackwell, Cambridge, Massachusetts, USA.
- CHABRECK, R. H., V. L. WRIGHT, B. G. ADDISON, JR. & D.C. BOSSERT. 1997. Survival of farm-released alligators in a freshwater marsh in Louisiana, USA. pp.60-69. In: ARRIAGA-WEISS, S. L. & CONTRERAS S., W. [Eds.]. Memórias de la 4a. Reunión Regional del Grupo de Especialistas en Cocodrilos de América latina y el Caribe. Centro Regional de Innovación Agroindustrial S.C. Villahermosa, Tabasco, México.
- COLLINS, L. 1998. Crocodilian skin production estimates 1995-1996. *Crocodile Specialist Group Newsletter* 17(1):13-15.
- COSTANZA, R., DALY, H. E. & BARTHOLOMEU, J. A. 1991. Goals, agenda and policy recommendations for ecological economics. pp.1-20. In: COSTANZA, R. [Ed.]. *Ecological Economics: The Science and Management of Sustainability*. Columbia University Press. New York, USA.
- COTT, H. B. 1971. Address by the chairman of the Crocodile Specialist Group of IUCN's Survival Service Commission. pp.31-33. In: Crocodile Specialist Group. Proc. 1st Work. Meet. Croc. Spec. Group. IUCN. Morges, Switzerland.
- COUTINHO, M. & Z. CAMPOS. 2002. A utilização de populações naturais de jacaré (*Caiman crocodylus yacare*) como mecanismo de conservação do Pantanal. pp.47-59. In: VERDADE, L. M. & LARRIERA, A. [Eds.]. *Conservação e Manejo de Jacarés e Crocodilos da América Latina*. CN Editoria. Piracicaba, SP, Brasil.
- CROWE, P. K. 1967. *The Empty Arc*. Scribner, New York, USA.
- DA SILVEIRA, R. 2001. Monitoramento, Crescimento e Caça de Jacaré-açu (*Melanosuchus niger*) e de Jacaré-tinga (*Caiman crocodylus crocodylus*). Tese de Doutorado. Universidade do Amazonas. Manaus, AM, Brasil. 151pp.
- DA SILVEIRA, R. & THORBJARNARSON, J. 1997. Ecology and conservation of *Melanosuchus niger* and *Caiman crocodylus* in the Mamiraua sustainable development reserve, Amazonas, Brazil. p.214. In: ARRIAGA-WEISS, S. L. & CONTRERAS S., W. [Eds.]. Memórias de la 4a. Reunión Regional del Grupo de Especialistas en Cocodrilos de América latina y el Caribe. Centro Regional de Innovación Agroindustrial S.C.. Villahermosa, Tabasco, México.
- DA SILVEIRA, R., W. E. MAGNUSSON & Z. CAMPOS. 1997. Monitoring the distribution, abundance and breeding areas of *Caiman crocodylus crocodylus* and *Melanosuchus niger* in the Anavilhanas Archipelago, central Amazonia, Brazil. *Journal of Herpetology* 31(4):514-520.
- DIAMOND, J.E. 1989. Overview of recent extinctions. pp.37-41. In: WESTERN, D. & PEARL, M.C. [Eds.]. *Conservation for the Twenty-first Century*. Wildlife Conservation International, New York.
- EHRlich, P.R. 1986. The loss of diversity: causes and consequences. pp.21-27. In: WILSON, E. O. & PETER, F. M. [Eds.]. *Biodiversity*. National Academy Press, Washington, D.C.
- FARNESE-FILHO, P. 1982. A assistência técnica e extensão rural na região dos cerrados. pp.183-192. In: MARCHETTI, D. & MACHADO, A. D. [Eds.]. *Anais do V Simpósio sobre o Cerrado: Uso e Manejo*. Editerra. Brasília, Brasil.
- FUCHS, K. H. P., C. A. ROSS, A. C. POOLEY & R. WHITAKER. 1989. Crocodile skin-products. pp.188-195. In: ROSS, C. [Ed.]. *Crocodiles and Alligators*. Golden Press. Silverwater, NSW, Australia.
- HEMLEY, G. 1994. *International Wildlife Trade*. Island Press. Washington, D.C., USA.
- HILBORN, R., WALTERS, C. J. & LUDWIG, D. 1995. Sustainable exploitation of renewable resources. *Annu. Rev. Ecol. Syst.* 26:45-67.
- HONEGGER, R. E. 1971. Zoo breeding and crocodile banking. pp.86-97. In: Crocodile Specialist Group. Proc. 1st Work. Meet. Croc. Spec. Group. IUCN. Morges, Switzerland.
- HUSTON, M. A. 1994. *Biological Diversity: The Coexistence of Species on Changing Landscapes*. Cambridge University Press. Cambridge, U.K.

- HUTTON, J. M. & WEBB, G. J. W. 1992. An introduction to the farming of crocodilians. pp.1-39. In: LUXMORE, R. A. [Ed.]. Directory of Crocodilian Farming Operations. 2nd ed. IUCN - The World Conservation Union. Gland, Switzerland.
- JOANEN, T., MCNEASE, L., PERRY, G., RICHARD, D. & TAYLOR, D. 1984. Louisiana's alligator management program. Proc. Annu. Conf. Southeast Assoc. Fish and Wildl. Agencies 38:201-211.
- JOANEN, T. & MCNEASE, L. 1987. The management of alligators in Louisiana. pp.33-42. In: WEBB, G. J. W., MANOLIS S. C. & WHITEHEAD, P. J. [Eds.]. Wildlife Management: Crocodiles and Alligators. Surrey Beatty & Sons. Chipping Norton, NT, Australia.
- KEITH, J. O. 1996. Residue analyses: how they were used to assess the hazards of contaminants to wildlife. pp.1-47. In: BEYER, W. N., HEINZ, G. H. & REDMON-NORWOOD, A. W. [Eds.]. Environmental Contaminants in Wildlife: Interpreting Tissue Concentrations. Lewis Publishers, Boca Raton, Florida.
- KING, F. W. & BRAZAITIS, P. 1971. The identification of commercial crocodilian skins. Zoologica NY 56(2):15-70.
- KING, F. W. 1989. Conservation and management. pp.216-229. In: ROSS, C. [Ed.]. Crocodiles and Alligators. Golden Press. Silverwater, NSW, Australia.
- LAMBECK, R. J. 1997. Focal species: a multi-species umbrella for nature conservation. Conservation Biology 11(4):849-856.
- LARRIERA, A. 1994. El programa de rancheo de *Caiman latirostris* en Santa Fe con fines de manejo. pp.2-11. In: LARRIERA, A., IMHOF, A., VON FINCK, M. C., COSTA, A. L. & TOURN, S. C. [Eds.]. Memorias del IV Workshop sobre Conservacion y Manejo del Yacare Overo (*Caiman latirostris*). Fundación Banco Bica. Santo Tome, Santa Fe, Argentina.
- LARRIERA, A., IMHOF, A. & VON FINK, M. C. 1996. The experimental ranching program of broad-snouted caiman in Santa Fe, Argentina. pp.1-6. In: Crocodile Specialist Group. Crocodiles. Proceedings of the 13th Working Meeting of the Crocodiles Specialist Group. IUCN - The World Conservation Union. Gland, Switzerland.
- LARRIERA, A. 2000. New brochures for sustainable caiman use. Crocodile Specialist Group Newsletter 19(1):15-16.
- MAGNUSSON, W. E. 1984. Economics, developing countries, and the captive propagation of crocodilians. Wildl. Soc. Bull. 12:194-197.
- MAGNUSSON, W. E. 1986. The peculiarities of crocodilian population dynamics and their possible importance for management strategies. pp.434-442. In: Crocodiles. Proc. 7th Work. Meet. Croc. Spec. Group / SSC / IUCN. IUCN - The World Conservation Union, Gland, Switzerland.
- MAGNUSSON, W. E. 1993. Manejo de vida silvestre na Amazônia. pp.313-318. In: FERREIRA, E. J. G., SANTOS, G. M. & LEÃO, L. M. [Eds.]. Bases Científicas para Estratégias de Preservação e Desenvolvimento da Amazônia. Vol. 2. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Brasil.
- MAGNUSSON, W. E. 1995. A conservação de crocodilianos na América Latina. pp.5-17. In: LARRIERA, A. & VERDADE, L. M. [Eds.]. La Conservación y Manejo de los Crocodylia de America Latina. Vol. 1. Fundación Banco Bica. Santo Tomé, Santa Fe, Argentina.
- MAGNUSSON, W. E. & MOURÃO, G. 1997. Manejo extensivo de jacarés no Brasil. pp. 214-221. In: VALLADARES-PADUA, C., BODMER, R. E. & CULLEN, L., JR. [Eds.]. Manejo e Conservação de Vida Silvestre no Brasil. CNPq. Brasília, D.F., Brasil.
- MARTIN, P.S. 1971. Prehistoric overkill. pp.612-624. In: DETWYLER, T.R. [Ed.]. Man's Impact on Environment. McGraw-Hill, New York, USA.
- MEDEM, F. 1983. Los Crocodylia de Sur América. Vol. 2. Colciencias. Bogotá, Colombia.
- MOULTON, M. P. & SANDERSON, J. 1997. Wildlife Issues in a Changing World. St. Lucie Press. Delray Beach, FL, USA.
- MOURÃO, G. M. 1999. Uso comercial da fauna silvestre no Pantanal: lições do passado. pp.39-45. Anais do II Simpósio sobre Recursos Naturais e Sócio-econômicos do Pantanal: Manejo e Conservação. Embrapa. Corumbá, MS, Brasil.
- MYERS, N. 1994. Global biodiversity II: losses. pp.110-140. In: MEFFE, G. K. & CARROLL, C. R. [Eds.]. Principles of Conservation Biology. Sinauer, Sunderland, Massachusetts, USA.
- NORTON, B. G. 1991. Ecological health and sustainable resource management. pp.102-117. In: COSTANZA, R. [Ed.]. Ecological Economics: The Science and Management of Sustainability. Columbia University Press. New York, USA.
- NYBERG, J. B. 1998. Statistics and the practice of adaptive management. pp. 1-7. In: SIT, V. & TAYLOR, B. [Eds.]. Statistical Methods for Adaptive Management Studies. British Columbia Ministry of Forestry. Victoria, British Columbia, Canada.
- ONION, V. 1987. Crocodile farming and ranching in Australia. pp. 345-348. In: WEBB, G. J. W., MANOLIS, S. C. & WHITEHEAD, P. J. [Eds.]. Wildlife Management: Crocodiles and Alligators. Surrey Beatty & Sons. Chipping Norton, NT, Australia.
- PAINE, R. T. 1995. A conversation on refining the concept of keystone species. Conservation Biology 9(4):962-964.

- PIMM, S. L. 1991. Balance of Nature? Ecological Issues in the Conservation of Species and Communities. The University of Chicago Press. Chicago, USA.
- POOLEY, A. C. 1971. Crocodile rearing and restocking. pp.104-130. In: Crocodile Specialist Group. Proc. 1st Work. Meet. Croc. Spec. Group. IUCN. Morges, Switzerland.
- PRIMAVESI, A. M. 1984. Manejo Ecológico dos Solos. Nobel. São Paulo, Brasil.
- REDFORD, K. H. & ROBINSON, J. G. 1991. Subsistence and commercial uses of wildlife in Latin America. pp.6-23. In: ROBINSON, J. G. & REDFORD, K. H. [Eds.]. Neotropical Wildlife Use and Conservation. The University of Chicago Press. Chicago, USA.
- ROBINSON, J. G. & REDFORD, K. H. 1991. The use and conservation of wildlife. pp.3-5. In: ROBINSON, J. G. & REDFORD, K. H. [Eds.]. Neotropical Wildlife Use and Conservation. The University of Chicago Press. Chicago, USA.
- ROCKIE, W. A. 1965. Soil conservation. pp.79-102. In: SMITH, G.-H. [Ed.]. Conservation of Natural Resources. 3rd ed. John Wiley & Sons. New York, USA.
- RODRIGUEZ, M. A. 1985. Estudio de factibilidad para un programa de zootecnia comercial de babilla. Unidad de Investigación Biológica Monterrey Forestal S.A. Bogota, Colombia.
- ROSS, J. P. 1995. La importancia del uso sustentado para la conservación de los cocodrilianos. pp.19-32. In: LARRIERA, A. & VERDADE, L. M. [Eds.]. La Conservación y el Manejo de Caimanes y Cocodrilos de América Latina. Fundación Banco Bica. Santo Tomé, Santa Fe, Argentina.
- ROSS, J. P. 1997. Biological basis and application of sustainable use for the conservation of crocodylians. pp.182-188. In: ARRIAGA-WEISS, S. L. & CONTRERAS S., W. [Eds.]. Memórias de la 4a. Reunión Regional del Grupo de Especialistas en Cocodrilos de América latina y el Caribe. Centro Regional de Innovación Agroindustrial S.C.. Villahermosa, Tabasco, México.
- ROSS, J. P. 1998. Win a few, lose a few. Crocodile Specialist Group Newsletter 17(1):2-3.
- ROSS, J. P. 1999. Crocodylian skin production and trade estimates. Crocodile Specialist Group Newsletter 18(3):17-18.
- SARKIS-GONÇALVES, F., MIRANDA-VILELA, M. P. BASSETTI, L. A. B. & VERDADE, L. M. 2001. Manejo de jacarés-de-papo-amarelo (*Caiman latirostris*) em cativeiro. pp.565-579. In: MATTOS, W. R. S. [Ed.]. A Produção Animal na Visão dos Brasileiros. Sociedade Brasileira de Zootecnia, Piracicaba, SP, Brasil.
- SCOTT, J. M. & B. CSUTTI. 1997. Noah worked two jobs. Conservation Biology 11(5):1255-1257.
- SIMBERLOFF, D. 1998. Flagships, umbrellas, and keystones: is single-species management passé in the landscape era? Biological Conservation 83(3):247-257.
- SOULÉ, M.E. 1991. Conservation: tactics for a constant crisis. Science 253:744-750.
- THORBJARNARSON, J. & A. VELASCO. 1999. Economic incentives for management of Venezuelan caiman. Conservation Biology 13(2):397-406.
- ULANOWICZ, R. 1991. Contributory values of ecosystem resource. pp.253-268. In: COSTANZA, R. [Ed.]. Ecological Economics: The Science and Management of Sustainability. Columbia University Press. New York, USA.
- UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO. 2001. Processo de Criação do Curso de Graduação em Ciências Biológicas no Campus "Luiz de Queiroz" (Processo No. 2000.1.892.11.0). Universidade de São Paulo. São Paulo, Brasil. (aprovado pelo Conselho Universitário da Universidade de São Paulo em 31.07.2001).
- VELASCO, A. & AYARZAGUENA, J. 1995. Situacion actual de las poblaciones de baba (*Caiman crocodilus*) sometidas a aprovechamiento comercial en los Llanos venezolanos. Publicaciones de la Asociacion De Amigos De Doñana 5(5):1-71.
- VELASCO, A. & BLANCO, V. 1996. Population evaluation of the spectacled caiman (*Caiman crocodilus*) in the Orinoco Delta. Crocodile Specialist Group. pp.107-110. In: Crocodiles. Proceedings of the 13th Working Meeting of the Crocodile Specialist Group. IUCN - The World Conservation Union. Gland, Switzerland.
- VELASCO, A., DE SOLA, R., CORDERO, G., OCHOA, A., QUERO, M., SILVA, M., COLOMINE, G., VILLARROEL, G., LEÓN, N., MIRANDA, R., OROPEZA, E., PINO, T., VÁSQUEZ, W., & CORAZZELLI, J. 1997. Monitoreo de las poblaciones de baba (*Caiman crocodilus*) por regiones ecológicas II: Efecto de cosechas sostenidas. pp.228-234. In: ARRIAGA-WEISS, S. L. & CONTRERAS S., W. [Eds.]. Memórias de la 4a. Reunión Regional del Grupo de Especialistas en Cocodrilos de América Latina y el Caribe. Centro Regional de Innovación Agroindustrial S.C.. Villahermosa, Tabasco, México.
- VERDADE, L. M. 1997. Manejo e conservação do jacaré-de-papo-amarelo (*Caiman latirostris*) em São Paulo, Brasil. pp.222-232. In: VALLADARES-PÁDUA, C. B.; BODMER, R. E. & CULLEN, L., JR. [Eds.]. Manejo de Vida Silvestre para a Conservação. CNPq. Brasília, D.F., Brasil.
- VERDADE, L. M. 1998. *Caiman latirostris*. pp.18-20. In: Ross, J. P. [Ed.]. Crocodiles Status Survey and Conservation Action Plan. IUCN - The World Conservation Union, Gland, Switzerland.

- VERDADE, L.M. 2001a. The São Francisco River 'codfish': the northernmost populations of the broad-snouted caiman (*Caiman latirostris*). Crocodile Specialist Group Newsletter 20(4):80-82.
- VERDADE, L. M. 2001b. O Programa Experimental de Criação em Cativeiro do Jacaré-de-Papo-Amarelo (*Caiman latirostris*) da ESALQ / USP: Histórico e Perspectivas. pp.559-564. In: MATTOS, W. R. S. [Ed.]. A Produção Animal na Visão dos Brasileiros. Sociedade Brasileira de Zootecnia, Piracicaba, SP, Brasil.
- VERDADE, L.M. & SANTIAGO, M.E.B. 1992. Status of captive population of broad-snouted caiman (*Caiman latirostris*) in Brazil. pp.218-225. In: Crocodiles. Proceedings of the 11th Working Meeting of the Crocodile Specialist Group. Vol. 2. IUCN - The World Conservation Union, Gland, Switzerland.
- VITOUSEK, P. M. & HOOPER, D. U. 1994. Biological diversity and terrestrial ecosystem biogeochemistry. pp.3-14. In: Schulze, E.-D. and H. A. Mooney [Eds.]. Biodiversity and Ecosystem Function. Springer-Verlag. Berlin.
- WALKER, B. 1989. Diversity and stability in ecosystem conservation. pp.121-130. In: WESTERN, D. AND PEARL, M. [Eds.]. Conservation for the Twenty-first Century. Wildlife Conservation International. New York, USA.
- WALKER, W. R., LANE, T. J. & JENNINGS, E. W. 1993. Alligator production in swine farm lagoons as a means of economical and developmentally safe disposal. pp.247-253. In: Memórias de la Primera Reunión Regional del Grupo de Especialistas en Cocodrilianos. UICN – The World Conservation Union. Gland Switzerland.
- WEBB, G. J. W. 1993. Changing public attitudes to wildlife use: the implications for marketing crocodilian skins. pp.254-262. In: Memórias de la Primera Reunión Regional del Grupo de Especialistas en Cocodrilianos. UICN – The World Conservation Union. Gland Switzerland.
- WEIS, J. S. 1995. Scientific uncertainty and environmental policy: four pollution case studies. pp.160-187. In: LEMONS, J. [Ed.]. Scientific Uncertainty and Environmental Problem Solving. Blackwell Science. Cambridge, Massachusetts, USA.
- WIDHOLZER, F. L. 1986. Criação racional de jacaré. Aquacultura 1:12-14.
- WILSON, E. O. 1986. The current state of biological diversity. pp. 3-18. In: WILSON, E. O. & PETER, F. M. [Eds.]. Biodiversity. National Academy Press, Washington, D.C.
- WILSON, E. O. 1993. The Diversity of Life. W. W. Norton, New York.

Título: A Exploração da Fauna Silvestre no Brasil: Jacarés, Sistemas e Recursos Humanos

Authors: Luciano M. Verdade

Biota Neotropica, Vol. 4 (número 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?point-of-view+BN02804022004>

Recebido em: 30/1/2004
Revisado em: 15/5/2004
Publicado em: 01/07/2004

ISSN 1676-0603

SCREENING OF BRAZILIAN PLANTS FOR ANTIMICROBIAL AND DNA-DAMAGING ACTIVITIES. I. ATLANTIC RAIN FOREST – ECOLOGICAL STATION JURÉIA-ITATINS.

Débora Gomes Agripino¹, Marcos Enoque Leite Lima², Marcelo Rogério da Silva¹, Cristiane Infante Meda¹, Vanderlan da Silva Bolzani³, Inês Cordeiro¹, Maria Claudia Marx Young¹, Paulo Roberto H. Moreno^{2*}.

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03804022004>

Date Received : 05/19/2004

Revised:09/16/2004

Accepted: 09/30/2004

1-Instituto de Botânica, CP 4005, 01061-970 São Paulo-SP, Brazil

2- Instituto de Química, Universidade de São Paulo, CP 26077, 05513-970 São Paulo-SP, Brazil

3- Instituto de Química, Universidade Estadual Paulista, CP 355, 14800-900 Araraquara-SP, Brazil

* Autor para Correspondência:

Paulo Roberto H. Moreno

Instituto de Química, Universidade de São Paulo, CP 26077, 05513-970 São Paulo-SP, Brazil

Tel: +55-11-3091-3875

FAX: +55-11-3815-5579

E-mail: prmoreno@iq.usp.br

Abstract

I. Atlantic Rain Forest – Ecological Station Juréia-Itatins) Crude extracts from 88 plant species occurring in São Paulo State (Brazil), collected in an Atlantic Forest region, have been screened for antimicrobial and DNA-damaging activities. Of the 114 extracts assayed for antibacterial activity, only the extracts from leaves and stems of *Aspidosperma ramiflorum* (Apocynaceae) showed a slight activity against *Escherichia coli*. In the antifungal assay with *Candida albicans*, no active extract was observed, while in the bioautography assay with *Cladosporium sphaerospermum* and *C. cladosporioides* 12% were active. However, only the extract of *Psychotria mapoureooides* (Rubiaceae) stems showed a strong inhibition of both fungi. The DNA-damaging assay with mutant strains of *Saccharomyces cerevisiae* resulted in 17.5 % of active extracts. The majority (55 %) of the active extracts showed selectivity for the DNA-repair mechanism of topoisomerase II and only 20 % showed a selective response for the mechanism of topoisomerase I.

Key words: Atlantic Rain forest, Antibacterial activity, Antifungal activity, antitumoral activity, plants screening.

Resumo

(Triagem de plantas nativas do Brasil para atividades antimicrobiana e de Danos no DNA I. Mata Atlântica – Estação Ecológica Juréia-Itatins). Oitenta e oito espécies nativas do estado de São Paulo foram coletadas numa região de Mata Atlântica e ensaiadas quanto a sua atividade antimicrobiana e capacidade de causar danos no DNA. Dos 114 extratos submetidos aos ensaios para atividade antibacteriana, apenas os extratos de folhas e galhos de *Aspidosperma ramiflorum* (Apocynaceae) apresentaram uma atividade fraca contra *Escherichia coli*. No ensaio antifúngico com *Candida albicans*, não foram observados extratos ativos. Por outro lado, no ensaio de bioautografia com *Cladosporium sphaerospermum* e *C. cladosporioides* 12% dos extratos apresentaram atividade. Contudo, nesse ensaio, somente o extrato dos ramos de *Psychotria mapoureooides* (Rubiaceae) inibiu fortemente o crescimento de ambas espécies do fungo. O ensaio para danos no DNA com cepas mutantes de *Saccharomyces cerevisiae* apresentou 17.5 % de extratos ativos. A maioria dos extratos ativos (55 %) apresentou resultados seletivos para danos dependentes da topoisomerase II como mecanismo de reparo do DNA e somente 20 % foram seletivos para o mecanismo da topoisomerase I.

Palavras-chave: Mata Atlântica, Atividade antibacteriana, Atividade antifúngica, Atividade antitumoral, Bioprospecção vegetal

1. Introduction

Brazil is one of the countries with the highest plant biodiversity distributed in different biomes. Only in São Paulo State, two of the most important biomes are found namely, Atlantic Forest and Cerrado. The Atlantic forest plays an important role in the overall balance of São Paulo ecosystem and recently has been considered one of the five hotspots for biodiversity in the world (Myers et al., 2000). However, less than 5% of its original vegetation remains dispersed in several thousand fragments (SMA, 1996; Tabarelli et al., 1999). As the Atlantic Forest landscapes become increasingly fragmented, populations of forest species are reduced, ecosystem inputs and outputs are altered resulting in a progressive erosion of biological diversity (Terborgh & Winter, 1980; Tilman et al., 1994). Due to its intense fragmentation the Atlantic forest can be considered the most endangered biome in Brazil.

Previous studies showed that tropical forests contain more than half of the world's estimated 500,000 plant species and less than 1% of these plants have been researched for biological activity (Conte, 1996). These species may contain three to four times the number of active chemical constituents than their temperate counterparts. Very few studies on medicinal plants have been performed in areas such as the Mata Atlantica, Caatinga, Pantanal, and Cerrado. Recently, an ethnobotanical survey took place in rural and urban areas of three cities in the Atlantic forest region of São Paulo State in which 628 medicinal uses were described for 114 plant species. The survey demonstrated that the majority of the plants were employed for respiratory and gastrointestinal diseases and as analgesics. On the other hand, the majority of the plants cultivated for medicinal usage were exotic (Di Stasi et al., 2002).

As vast amount of the native Brazilian plant species have not yet been chemically or biologically evaluated, the interdisciplinary project BIOTA/SP (Conservation and Utilization of São Paulo Biodiversity) aims the complete description of the biodiversity in the State including a systematic biological investigation. Following the objectives of the BIOTA/SP program, crude extracts were screened for antibacterial, antifungal, and DNA-damaging activities.

2. Material and methods

2.1. Study Area

The Ecological Station Juréia-Itatins (ESJI) is located between the parallels 24°17'-24°40'S and 47°00'-47°36'W. The Station includes part of the cities of Iguape, Peruibe, Itariri, Pedro de Toledo and Miracatu, in the region of the Valley of the Ribeira do Iguape, the southern coast of the State of São Paulo. It lays 210 km away from the city of São

Paulo and about 100 km of Cubatão, the ESJI is limited to the north for the Mountain range of Itatins and the Southeast for the Atlantic Ocean. The park has the form of an inverted triangle, with 90 km of width and 45 km of extension from North to South, and it is cut by the river "Una do Prelado", that, in its 80 km extension, runs together to the Atlantic coast. (Figure 1)

2.2. Plant material

The plants analysed were collected at the ESJI in August 2001, identified by Dr. I. Cordeiro (Instituto de Botânica-SP) and a voucher specimen was deposited at the Herbarium of the Instituto de Botânica de São Paulo (SP), and the collection numbers can be found in Table 1.

2.3. Extraction

The plants were dried in the shadow at room temperature. The dry material was separated (stems and leaves) and ground. The ground material (30-60 g) was extracted with 60-80 ml ethanol 92°GL in an automatic extractor (ASE 300, Dionex) at 70°C with an extraction cycle of 15 min. The extracts were concentrated under vacuum in a rotatory evaporator, to eliminate the residual water the extracts were further dried in a steam bath at 50°C. The yields varied from 2 – 10 g.

2.4. Antimicrobial activity:

The crude ethanol extracts were suspended in a solution of ethanol:Tween 20:water (1:1:98 v/v/v) to a concentration of 10 mg/mL. The suspension obtained was employed for the antimicrobial assay. All the extracts were tested with Gram-positive model bacteria, *Staphylococcus aureus* subsp. *aureus* (ATCC 25923), a Gram-negative model, *Escherichia coli* (ATCC 25922) and yeast *Candida albicans* (ATCC 10231). For each assay, the microorganisms were incubated in inclined tubes (Antibiotic agar nº 1, Merck) for 24 h. After this period, a microorganism suspension was prepared in saline solution (0.9 %) to yield a transmittance of 20% at 560 nm. The media was prepared by pouring a basal layer of 10 mL of Antibiotic agar nº 1 (Merck) in Petri dishes of 100-mm diameter. After solidification, a superficial layer composed for 4 mL of Antibiotic agar nº 1 and 1 mL of microorganism suspension was spread above the basal layer. When the plates were solid, wells of 3.5 or 5.0 mm diameter were drilled in the media surface. The samples (40 µL) and positive control (20 µL of Chloramphenicol 1 mg/mL for bacteria, and 20 µL of Nystatin 1 mg/mL for the yeast) were pipetted into the wells. The plates were incubated for 24 h and inhibition zones were measured with a digital paquímetro (Dorman & Deans, 2000).

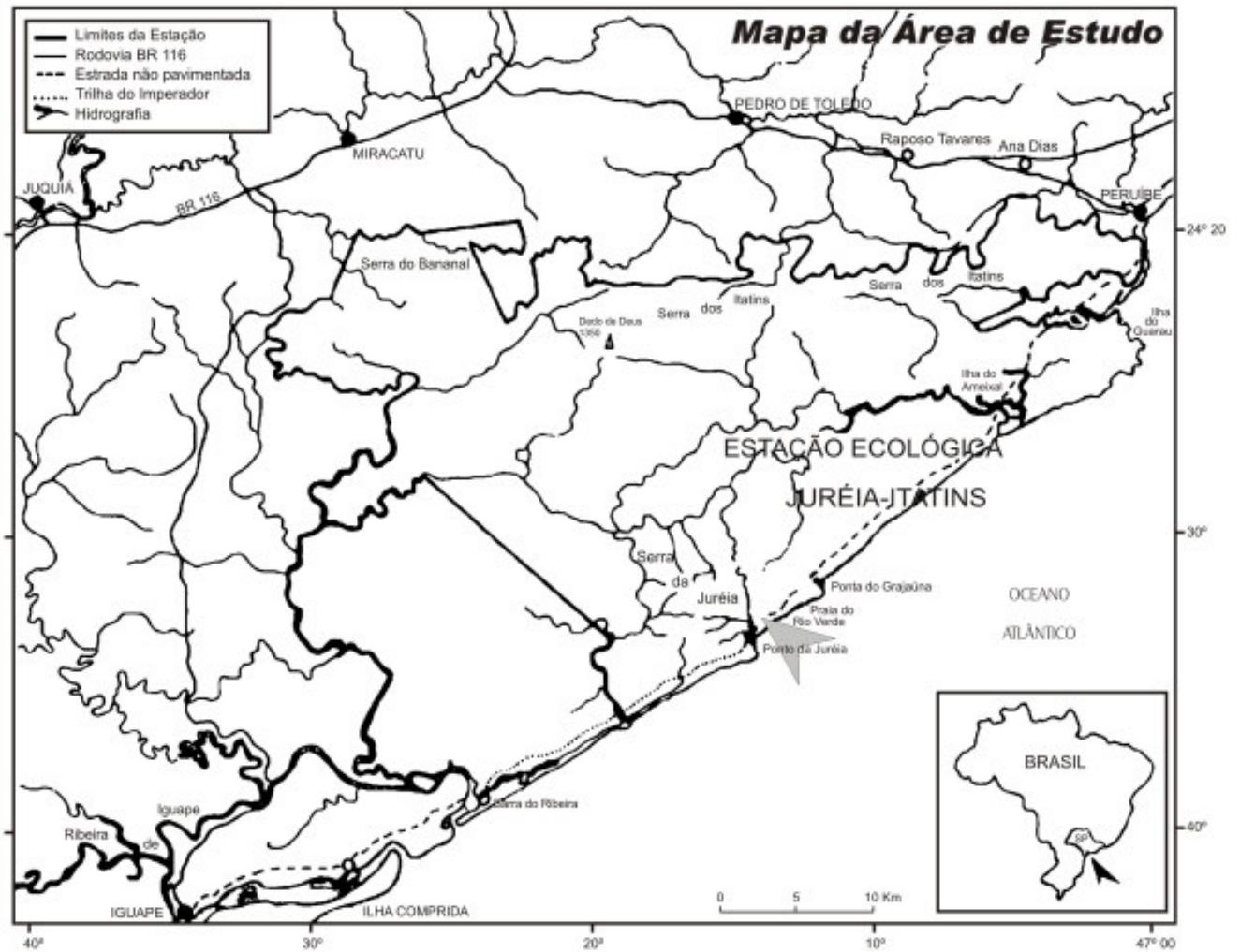


Figure 1 – Location of the study area, Ecological Station Juréia-Itatins, in the state of São Paulo (Brazil).

Table 1- Antibacterial, Antifungal and Antitumoral activities of native plants from the Southeastern Brazilian Rain Forest. (i = inactive; * = weak; ** = moderate; ***= strong)

Family	Species	Collection number	Plant Part	Bioautography Assay (TLC)				DNA Damaging Assay			Antimicrobial Assay		
				<i>C. sphaerospermum</i>		<i>C. cladosporioides</i>		Inhibition zone (mm)			Inhibition zone (mm)		
				Rf	Potential	Rf	Potential	Rad+	Rad52Y	RS321	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>C. albicans</i>
Anacardiaceae	<i>Tapirira guianensis</i> Aubl.	Cordeiro 2552	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Annonaceae	<i>Annona cacans</i> Warm.	Cordeiro 2553	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Guatteria elliptica</i> R.E. Fries	Cordeiro 2254	leaves	-	i	-	i	11,5	8	i	i	i	i
	<i>Rollinia sericea</i> R.E. Fries	Cordeiro 2555	leaves	trail	*	-	i	15	8	i	i	i	i
	<i>Xylopia langsdorfiana</i> A. St. Hil. & Tul.	Cordeiro 2556	leaves	origin/trail/0.69	*/ */ *	-	i	i	12	8	i	i	i
Apocynaceae	<i>Aspidosperma olivaceum</i> Müll. Arg.	Silva 269	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Aspidosperma ramiflorum</i> Müll. Arg.	Cordeiro 2732	stems	-	i	0.08	*	21	16	i	2.5	i	i
			leaves	0.09	*	0.08	*	21	16	15	1.4	i	i
<i>Malouetia arborea</i> (Vell.) Miers	Cordeiro 2558	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i	
Aquifoliaceae	<i>Ilex theezans</i> Mart.	Cordeiro 2559	leaves	i	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Bignoniaceae	<i>Tabebuia obtusifolia</i> (Cahm) Bureau	Silva 270	leaves	0.59/0.71/0.81	***/*	-	i	10	i	i	i	i	i
	<i>Tabebuia obtusifolia</i> (Cahm) Bureau	Cordeiro 2562	leaves	-	i	-	i	10	i	i	i	i	i
	<i>Tabebuia serratifolia</i> (Vahl.) G. Nicholson	Cordeiro 2563	leaves	origin	*	origin	*	i	i	i	i	i	i
Bombacaceae	<i>Eriotheca pentaphylla</i> (Vell.) A. Robyns	Silva 264	leaves	origin	*	-	i	i	i	13	i	i	i
	<i>Quararibea turbinata</i> Poir.	Silva 298	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Boraginaceae	<i>Cordia sellowiana</i> Cham.	Cordeiro 2567	leaves	-	i	origin	*	i	i	i	i	i	i

Family	Species	Collection number	Plant Part	Bioautography Assay (TLC)				DNA Damaging Assay			Antimicrobial Assay		
				<i>C. sphaerospermum</i>		<i>C. cladosporioides</i>		Inhibition zone (mm)			Inhibition zone (mm)		
				Rf	Potential	Rf	Potential	Rad+	Rad52Y	RS321	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>C. albicans</i>
Bromeliaceae	<i>Pitcairnia flammea</i> Lindl.	Silva 292	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Burseraceae	<i>Protium widgrenii</i> Engl.	Cordeiro 2310	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Chrysobalanaceae	<i>Couepia venosa</i> Prance.	Cordeiro 2574	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Hirtella hebeclada</i> Moric. ex DC.	Silva 277	leaves	-	i	-	i	11	i	i	i	i	i
			stems	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
			leaves	origin	*	-	i	10	i	i	i	i	i
	<i>Licania hoehnei</i> Pilg.	Cordeiro 2576	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
<i>Parinari excelsa</i> Sabine	Cordeiro 2579	leaves	i	-	origin	*	11.5	11	i	i	i	i	
Clusiaceae	<i>Calophyllum brasiliense</i> Camb.	Silva 274	stems	-	i	origin	***	i	i	i	i	i	i
			leaves	-	i	origin	*	i	i	i	i	i	i
	<i>Clusia criuva</i> Vesque	Silva 291	leaves	-	i	-	i	i	i	10.5	i	i	i
			stems	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Costaceae	<i>Costus spiralis</i> (Jacq.) Roscoe	Silva 271	leaves	-	i	origin	*	i	i	i	i	i	i
Cyatheaceae	<i>Cyathea corcovadensis</i> (Raddi) Domin	Cordeiro 1578	leaves	-	i	-	i	i	i	9	i	i	i
Erythroxylaceae	<i>Erythroxylum cuspidifolium</i> Mart.	Cordeiro 2583	leaves	origin	*	origin	*	8	i	i	i	i	i

Family	Species	Collection number	Plant Part	Bioautography Assay (TLC)				DNA Damaging Assay			Antimicrobial Assay		
				<i>C. sphaerospermum</i>		<i>C. cladosporioides</i>		Inhibition zone (mm)			Inhibition zone (mm)		
				Rf	Potential	Rf	Potential	Rad+	Rad52Y	RS321	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>C. albicans</i>
Euphorbiaceae	<i>Actinostemon concolor</i> (Spreng.) Müll. Arg.	Cordeiro 2584	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
			stems	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Hyeronima alchorneoides</i> Allemao	Silva 273	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
			leaves	-	i	-	i	i	9	10	i	i	i
	<i>Pausandra morisiana</i> Radek	Cordeiro 2587	leaves	-	-	origin	*	i	i	i	i	i	i
			leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Pera glabrata</i> (Schott) Poepp. ex Baill	Cordeiro2589	leaves	-	i	origin	*	9	i	i	i	i	i
			leaves	-	i	-	i	9	10	i	i	i	i
	<i>Tetrorchidium rubrivenium</i> Poepp.	Cordeiro 2306A	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
			stems	origin	*	0.25	**	i	i	i	i	i	i
Flacourtiaceae	<i>Casearia decandra</i> Jacq.	Cordeiro 2590	leaves	-	i	0.03	***	i	i	i	i	i	i
			leaves	trail	*	origin	*	11	8	9	i	i	i
Gesneriaceae	<i>Sinningia schiffneri</i> Fritsch	Silva 293	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
			leaves	i	-	i	-	i	i	i	i	i	i

Family	Species	Collection number	Plant Part	Bioautography Assay (TLC)				DNA Damaging Assay			Antimicrobial Assay			
				<i>C. sphaerospermum</i>		<i>C. cladosporioides</i>		Inhibition zone (mm)			Inhibition zone (mm)			
				Rf	Potential	Rf	Potential	Rad+	Rad52Y	RS321	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>C. albicans</i>	
Lacistemaceae	<i>Lacistema lucidum</i> Schnizl.	Silva 268	leaves	-	i	origin	*	i	i	i	i	i	i	
Lauraceae	<i>Cryptocaria saligna</i> Mez.	Cordeiro 2603	leaves	0.49/0.57/0.77	*/ */ *	-	i	i	i	i	i	i	i	
	<i>Nectandra membracea</i> (Sw.) Griseb.	Cordeiro 2605	leaves	0.48	*	0.48	**	10	i	i	i	i	i	
	<i>Ocotea odorifera</i> (Vell.) J.G. Rohwer	Cordeiro 2730	leaves	0.8	*	-	i	i	i	i	i	i	i	
				stems	-	i	origin/ 0.72	***/ *	i	14	i	i	i	i
	<i>Ocotea dispersa</i> (Nees) Mez.	Cordeiro 2606	leaves	trail	*	origin	*	10	i	12	i	i	i	
	<i>Ocotea odorifera</i> (Vell.) J.G. Rohwer	Cordeiro 2608	stems		-	i	0.72	*	i	i	i	i	i	i
				leaves	0.75	**	0.73	**	i	i	11	i	i	i
	<i>Ocotea velloziana</i> Mez.	Cordeiro 2612	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i	
Lecythidaceae	<i>Cariniana estrellensis</i> (Raddi) Kuntze	Cordeiro 2613	leaves	-	i	origin	**	i	i	i	i	i	i	
Leguminosae	<i>Hymenaea courbaril</i> L.	Cordeiro 2618	leaves	-	i	-	i	11	12	i	i	i	i	
	<i>Inga edulis</i> Mart.	Cordeiro 2620	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i	
	<i>Inga laurina</i> (Sw.) Willd.	Cordeiro 2619	leaves	-	i	origin	*	8	i	9	i	i	i	
	<i>Machaerium nictitans</i> Benth.	Cordeiro 2625	leaves	-	i	-	i	12	i	8	i	i	i	
	<i>Ormosia arborea</i> (Vell.) Harms	Cordeiro 2626	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i	

				Bioautography Assay (TLC)				DNA Damaging Assay			Antimicrobial Assay		
Family	Species	Collection number	Plant Part	<i>C. sphaerospermum</i>		<i>C. cladosporioides</i>		Inhibition zone (mm)			Inhibition zone (mm)		
				Rf	Potential	Rf	Potential	Rad+	Rad52Y	RS321	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>C. albicans</i>
Leguminosae (cont.)	<i>Piptadenia gonoacantha</i> (Mart.) J.F. Macbride	Cordeiro 2627	leaves	origin/ trail	*/ *	-	i	i	i	10	i	i	i
	<i>Pterocarpus rohrii</i> Vahl.	Cordeiro 2628	leaves	-	i	-	i	i	i	13.5	i	i	i
Malpighiaceae	<i>Barnebya dispar</i> (Griseb.)W.R. Anderson & B. Gates	Cordeiro 2730A	leaves	origin	**	origin	*	i	i	i	i	i	i
	<i>Heteropteris chrysophylla</i> (Lam.) Kunth.	Silva 289	leaves	origin	**	origin	**	8	i	i	i	i	i
			stems	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Malvaceae	<i>Hibiscus pernambucensis</i> Arruda	Silva 288	leaves	origin	*	origin	*	i	8	i	i	i	i
Marcgraviaceae	<i>Norantea brasiliensis</i> Choisy	Silva 295	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
			stems	-	i	-	i	i	i	10	i	i	i
Melastomataceae	<i>Miconia pyrifolia</i> Naud.	Cordeiro 2632	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Meliaceae	<i>Cabrlea canjerana</i> (Vell.) Mart.	Cordeiro 2633	leaves	-	i	-	i	12	i	i	i	i	i
	<i>Guarea macrophylla</i> Vahl.	Silva 284	leaves	-	i	-	i	12	8	i	i	i	i
	<i>Trichilia lepidota</i> Mart.	Cordeiro 2636	leaves	-	i	-	i	i	9	12	i	i	i

Family	Species	Collection number	Plant Part	Bioautography Assay (TLC)				DNA Damaging Assay			Antimicrobial Assay			
				<i>C. sphaerospermum</i>		<i>C. cladosporioides</i>		Inhibition zone (mm)			Inhibition zone (mm)			
				Rf	Potential	Rf	Potential	Rad+	Rad52Y	RS321	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>C. albicans</i>	
Moraceae	<i>Brosimum guianense</i> (Aubl.) Huber	Cordeiro 2640	leaves	-	i	origin	*	i	i	i	i	i	i	
		Cordeiro 2645	leaves stems	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Ficus insipida</i> Willd.	Cordeiro 2644	leaves	origin	*	origin	*	i	i	i	i	i	i	i
			stems	-	i	-	i	i	i	12.5	i	i	i	i
	<i>Pourouma guianensis</i> Aubl.	Cordeiro 2571	leaves	origin	*	origin	*	i	10	i	i	i	i	i
	<i>Sorocea bonplandii</i> (Baill.) W.C. Burger, Lang. & Wess. Boer	Cordeiro 2642	leaves	-	i	0.09	*	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Sorocea bonplandii</i> (Baill.) W.C. Burger, Lanj. & Wess. Boer	Silva 278	leaves	-	i	-	i	14	i	i	i	i	i	i
	Myristicaceae	<i>Virola gardneri</i> (A.DC.) Warb.	Cordeiro 2648	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
				stems	-	i	origin	*	i	i	i	i	i	i
Myrsinaceae	<i>Myrsine umbellata</i> Mart.	Cordeiro 2306	leaves	origin	*	origin	*	i	11	i	i	i	i	
Myrtaceae	<i>Campomanesia phaea</i> (Berg.) L.R. Landrum	Cordeiro 2657	leaves	-	i	-	i	i	i	9	i	i	i	
			stems	-	i	-	i	i	i	11	i	i	i	
Nyctaginaceae	<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz.	Silva 297	leaves	origin/ trail	*/ *	origin	**	i	i	i	i	i	i	
Ochnaceae	<i>Ouratea multiflora</i> (Pohl.) Engl.	Cordeiro 2695	leaves	-	i	origin	*	11	11	i	i	i	i	

Family	Species	Collection number	Plant Part	Bioautography Assay (TLC)				DNA Damaging Assay			Antimicrobial Assay		
				<i>C. sphaerospermum</i>		<i>C. cladosporioides</i>		Inhibition zone (mm)			Inhibition zone (mm)		
				Rf	Potential	Rf	Potential	Rad+	Rad52Y	RS321	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>C. albicans</i>
Olacaceae	<i>Heisteria silvianni</i> Schwacke	Cordeiro 2308	leaves	origin/ 0.72	*/ *	origin	*	i	9	10	i	i	i
			stems	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Tetrastylidium grandiflorum</i> (Baill.) Sleumer	Cordeiro 2696	leaves	origin	*	-	i	9	11	i	i	i	i
Proteaceae	<i>Roupala brasiliensis</i> Klotzsch	Cordeiro 2698	leaves	-	i	-	i	i	i	10	i	i	i
Rhamnaceae	<i>Rhamnidium glabrum</i> Reiss.	Cordeiro 2699	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Rubiaceae	<i>Amaioua intermedia</i> Mart.	Silva 279	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
			stems	-	i	origin	*	i	10	10	i	i	i
	<i>Psychotria mapoureoides</i> DC.	Cordeiro 2705	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
stems			origin/ 0.62	***/ *	origin	***	i	i	11	i	i	i	
	<i>Psychotria mapoureoides</i> DC.	Cordeiro 2705A	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Psychotria nuda</i> (Cham. & Schltld.) Wawra	Silva 276	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Rudgea recurva</i> Müll. Arg.	Cordeiro 2707	leaves	-	i	-	i	10	i	i	i	i	i
	<i>Rustia formosa</i> (Cham. & Schltld.) Klotzsch	Cordeiro 2708	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Rutaceae	<i>Conchocarpus fontanesianus</i> (A.St.-Hill.) J.A. Kallunki & J.R. Pirani	Cordeiro 1581A	leaves	origin/0.58/0.69	*/ */ *	origin/0.58/0.69	*/ */ *	i	i	i	i	i	i
			<i>Metrodorea nigra</i> A.St.-Hill.	Cordeiro 2709	leaves	origin	*	-	i	i	i	i	i

Family	Species	Collection number	Plant Part	Bioautography Assay (TLC)				DNA Damaging Assay			Antimicrobial Assay		
				<i>C. sphaerospermum</i>		<i>C. cladosporioides</i>		Inhibition zone (mm)			Inhibition zone (mm)		
				Rf	Potential	Rf	Potential	Rad+	Rad52Y	RS321	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>C. albicans</i>
Sapindaceae	<i>Cupania oblongifolia</i> Mart.	Cordeiro 2711	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Matayba juglandifolia</i> Radlk.	Cordeiro 2712	leaves	-	i	origin	**	i	i	i	i	i	i
	<i>Matayba elaeagnoides</i> (Cambess) Radlk.	Silva 283	leaves	-	i	-	i	i	10	i	i	i	i
			stems	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
Sapotaceae	<i>Chrysophyllum flexuosum</i> Mart.	Cordeiro 2713	leaves	-	i	origin	*	8	11	8	i	i	i
	<i>Chrysophyllum flexuosum</i> Mart.	Silva 272	leaves	-	i	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Chrysophyllum inornatum</i> Mart.	Silva 280	leaves	0.05	*	origin	*	9	i	i	i	i	i
	<i>Chrysophyllum inornatum</i> Mart.	Cordeiro 2302	leaves	-	i	origin	*	i	i	i	i	i	i
	<i>Ecclinusa ramiflora</i> Mart.	Cordeiro 2715	leaves	0.56	*	-	i	i	i	i	i	i	i
	<i>Pouteria psamophila</i> (Mart.) Radlk.	Cordeiro 2718	leaves	-	i	origin	*	i	i	i	i	i	i
	<i>Pouteria grandiflora</i> (A.DC.) Radlk.	Cordeiro 1576	leaves	0.71	*	-	i	i	i	i	i	i	i
Violaceae	<i>Amphirrhox longifolia</i> (A. St.-Hil.) Spreng.	Cordeiro 2722	leaves	origin	*	origin	*	9	i	i	i	i	i

2.5. TLC bioautography assay:

Cladosporium cladosporioides (Fres.) de Vries SPC 140 and *Cladosporium sphaerospermum* Penz. SPC 491 were maintained at the Instituto de Botânica-SMA. Ten microliters of a solution corresponding to 400 µg of crude extracts were applied on Al-backed silica Gel GF₂₅₄ TLC sheets (Merck) and eluted with CHCl₃: MeOH (9:1 V/V). After the elution, the solvent was completely removed. The plates were, then, sprayed with a spore suspension of *C. sphaerospermum* or *C. cladosporioides* in a glucose and salt solution (Homans & Fuchs, 1970; Rahalison et al., 1994) and incubated for 48 h at 28°C. After incubation, clear inhibition zones appeared against a dark background chromatogram. Nystatin (1.0 µg) and miconazole (0.5 µg) were used as positive controls.

2.6. DNA-Damaging Assay:

Due to the large number of extracts that required testing, a pre-screening using strains of topoisomerase-deficient *Saccharomyces cerevisiae* (rad52Y, topoisomerase I, and RS321N, topoisomerase II) was conducted by means of an agar well diffusion assay. Provided there is no inhibition of growth of the wild type (RAD+) strain, differential inhibition of growth in any of the mutant strains (rad52Y or RS321N) acts as an indicator of DNA-damaging activity (Gunatilka et al., 1992).

The RS321N, rad52Y, and RAD+ strains of *Saccharomyces cerevisiae* were kindly donated from Dr. David G. I. Kingston (Virginia Polytechnic Institute and State University) and Dr. Randall K. Johnson (SmithKline Beecham Pharmaceuticals). Individual strains of yeast were seeded onto 2% nutrient agar plates. Samples were solubilized in 1:1 DMSO-MeOH to a concentration of 4 mg/mL and 100 µL were placed in agar wells made through the removal of 6 mm plugs from the media. Activity was measured as the zone (mm) surrounding the well where no yeast growth was visible. Camptothecin and streptonigrin were used at 5 µg/mL as controls.

3. Results and discussion

The results of this screening are summarized in Table 1. All the 114 extracts were assayed by the agar diffusion method for antibacterial activity against a Gram + and a Gram – model bacterium at a doses of 400 µg/well. In the assay conditions, only the crude extracts of *Aspidosperma ramiflorum* leaves and stems presented a slight activity against *E. coli*. In the same test conditions with the yeast *C. albicans*, none of the assayed extracts were active. *Aspidosperma* species are known for the accumulation of indole alkaloids, mainly those from the aspidospermatane group. In *A. ramiflorum* were previously isolated two bis-indole alkaloids, ramiflorine A and B, β-yohimbine and 10-

methoxygeissoschizol (Marques et al., 1996), no further biological investigation has been reported. The crude alkaloid extracts and isolated compounds of *A. excelsum* and *A. marcgravianum* demonstrated an antibacterial activity against *Bacillus subtilis* and *S. aureus*, both Gram + bacteria, but not against the Gram – bacteria, *E. coli* and *Pseudomonas aeruginosa*, and the yeast *C. albicans* (Verpoorte et al., 1982, 1983).

On the other hand, when the extracts were assayed for antifungal activity with filamentous fungi, *Cladosporium sphaerospermum* and *C. cladosporioides*, in a bioautography assay, thirteen extracts showed a positive response (moderate to strong) to either one of the species or for both species. From the 88 plant species evaluated, only five showed a specific activity against *C. cladosporioides*: *Casearia decandra* (leaves), one of the specimens of *Ocotea odorifera* (stems), *Calophyllum brasiliense* (stems), *Cariniana estrellensis* (leaves) and *Matayba juglandifolia* (leaves). *Casearia* species are known to accumulate cytotoxic and DNA-damaging clerodane diterpenoids (Carvalho et al., 1998; Sai Prakash et al., 2002), which might be related to the antifungal activity determined. *Ocotea* species are recognised for the accumulation of lignans with anti-inflammatory activity (Jager et al., 1996; Jesus-Morais et al., 2000). In *O. odorifera* were isolated safrole and methyl-eugenol and some terpenoids (Lordello et al., 2000), these compounds may be responsible for antifungal activity. The phenolic compounds found in *C. brasiliense* were related to different biological activities such as, gastroprotective, inhibition of sulfotransferases and anti-nociceptive (Sartori et al., 1999; da Silva et al., 2001; Messia-Vela et al., 2001). However, no reports on antimicrobial activity for this species were found. Only one report was found on *Cariniana* species, which demonstrated an anti-tyrosinase activity for *C. brasiliensis* extracts (Baurin et al., 2002). An antitumor coumarin, Cleomiscosin A, has been isolated from *Matayba arborescens* (Arisawa et al., 1984), similar compounds might be present in the *M. jugandifolia* extracts that could be related with the fungitoxic effect observed.

A specific activity against *C. sphaerospermum* was observed only in the leaves of one specimen of *Tabebuia obtusifolia*. *Tabebuia* species are known for the accumulation of bioactive naphthoquinones (Pinto et al., 2000; Ueda et al., 1994; Grazziotin et al., 1992).

Of the thirteen active extracts, seven showed response against both fungi: *Tetrorchidium rubrivenium* stems, *Nectandra membranacea* leaves, *Ocotea odorifera* leaves; *Barnebya dispar* leaves, *Heteropteris chrysophylla* leaves, *Guapira opposita* leaves and *Psychotria mapoureoides* stems. There were no reports on the chemical composition of the two Malpighiaceae species analysed, *B. dispar* and *H. chrysophylla*, nor on the Euphorbiaceae *T. rubrivenium*. The Lauraceae species, *N. membranacea* and

one of the *O. odorifera* specimens, are known to accumulate phenolic compounds and alkaloids that may be related to the antifungal activity (Lorenzo *et al.*, 2001; Moreno *et al.*, 1991). Antibacterial and antifungal activities have already been reported for extracts of *Psychotria* species (Locher *et al.*, 1995; Jayasinghe *et al.*, 2002) as well as the presence of cytotoxic compounds (Roth *et al.*, 1986; Adjibade *et al.*, 1989). The *Psychotria* genus is known to produce several indole alkaloid skeletons (Verotta *et al.*, 1998; Kerber *et al.*, 2001), which might be related with the activities detected in *P. mapoureoides*.

The DNA-damaging assay with mutant strains of *S. cerevisiae* resulted in 17.5% active extracts (inhibition zone ≥ 10 mm) with selectivity for the DNA-repair mechanisms of topoisomerase I and/or topoisomerase II. From the twenty active extracts, eleven were selective for topoisomerase II (*Campomanesia phaea*-stems, *Clusia criuva*-leaves, *Eriotheca pentaphylla*-leaves, *Ficus insipida*-stems, *Norantea brasiliensis*-stems, *Ocotea odorifera*-leaves, *Piptadenia gonoacantha*-leaves, *Psychotria mapoureoides*-stems, *Pterocarpus rohrii*-leaves, and *Roupala brasiliensis*-leaves), four selective for topoisomerase I (*Myrsine umbellata*-leaves, *Pourouma guianensis*-leaves, *Ocotea odorifera*-stems, *Matayba elaeagnoides*-leaves), and five showed activity for both DNA-repair mechanisms (*Amaioua intermedia*-stems, *Heisteria silvianni*-leaves, *Hyeronima alchorneoides*-leaves, *Trichilia lepidota*-leaves, and *Xylopia langsdorfiana*-leaves).

The extracts from leaves of *P. rohrii* and *E. pentaphylla* showed the highest specific activity for topoisomerase II mechanism. No reports on the chemical composition or biological activity of *P. rohrii* are available. However, savinin, a lignan isolated from *P. santalinus*, was able to inhibit the production of the Tumor Necrosis Factor- α and T cell proliferation without displaying cytotoxicity (Cho *et al.*, 2001). Additionally, extracts of *P. santalinus* also showed a strong inhibitory activity of the enzyme COX-2 and a moderate inhibition of NO synthase (Hong *et al.*, 2002).

The extracts of stems from one specimen of *Ocotea odorifera* showed the highest activity with the yeast strain deficient in the topoisomerase I repair mechanism. This result might be related with the accumulation of alkaloids in some Lauraceae species. In *O. lecoxylon* was isolated an aporphine alkaloid which inhibited human topoisomerase I (Zhou *et al.*, 2000) and in crude extracts of *N. grandiflora* which were active against sarcoma 180 and Erlich's carcinoma (Moreno *et al.*, 1993).

From the 88 plant species assayed, 56 showed some biological activity. As the assays were performed with crude extracts, it is necessary to check if these activities are only due to synergistic effect or to a single compound. In order to perform this evaluation bio-guided fractionation of the active extracts are underway in our laboratories. Addition-

ally, attempts are being made to evaluate the active fractions with cancer cell lines and human or crop pathogenic fungal strains.

4. Acknowledgements

The authors are indebted to FAPESP for the financial support and to CNPq for the scholarships awarded.

5. References

1. ADJIBADE, Y., KUBALLA, B., CABALION, P., JUNG, M.L., BECK, J.P. & ANTON, R. 1989. Cytotoxicity on human leukemic and rat hepatoma cell lines of alkaloid extracts of *Psychotria forsteriana*. *Planta Med.* 55: 567-568.
2. ARISAWA, M., HANDA, S.S., MCPHERSON, D.D., LANKIN, D.C., CORDELL, G.A., FONG, H.H. & FARNSWORTH, N.R. 1984. Plant anticancer agents XXIX. Cleomiscosin A from *Simaba multiflora*, *Soulamea soulameoides*, and *Matayba arborescens*. *J. Nat. Prod.* 47: 300-307
3. BAURIN, N., ARNOULT, E., SCIOR, T., DO, Q.T. & BERNARD, P. 2002. Preliminary screening of some tropical plants for anti-tyrosinase activity. *J. Ethnopharmacol.* 82: 155-158.
4. CARVALHO, P.R.F. de, FURLAN, M., YOUNG, M.C.M., KINGSTON, D.G.I. & BOLZANI, V.S. 1998. Acetylated DNA-Damaging Clerodane Diterpenes from *Casearia Sylvestris*. *Phytochemistry* 49: 1659-1662.
5. CHO, J.Y., PARK, J., KIM, P.S., YOO, E.S., BAIK, K.U. & PARK, M.H. 2001. Savinin, a lignan from *Pterocarpus santalinus* inhibits tumor necrosis factor- α production and T cell proliferation. *Biol. Pharm. Bull.* 24: 167-171.
6. CONTE, L.A. 1996. Shaman pharmaceuticals' approach to drug development. In: Medicinal resources of the Tropical Forest - biodiversity and its importance to human health. (M.J. Balick, E. Elisabetsky & A.S. Laird, eds.). Columbia University Press, New York, p. 94-100.
7. DA SILVA, K.L., DOS SANTOS, A.R., MATTOS, P.E., YUNES, R.A., DELLE-MONACHE, F. & CECHINEL-FILHO, V. 2001. Chemical composition and analgesic activity of *Calophyllum brasiliense* leaves. *Therapie* 56: 431-434.
8. DI STASI, L.C., OLIVEIRA, G.P., CARVALHAES, M.A., QUEIROZ-JUNIOR, M., TIEN, O.S., KAKINAMI, S.H. & REIS, M.S. 2002. Medicinal plants popularly used in the Brazilian Tropical Atlantic Forest. *Fitoterapia* 73: 69-91.
9. DORMAN, H.J.D. & DEANS, S.G. 2000. Antimicrobial agents from plants: antibacterial activity of plant volatile oils. *J. Appl. Microbiol.* 88: 308-316.

10. GRAZZIOTIN, J.D., SCHAPOVAL, E.E., CHAVES, C.G., GLEYE, J. & HENRIQUES AT 1992. Phytochemical and analgesic investigation of *Tabebuia chrysotricha*. J. Ethnopharmacol. 36: 249-251.
11. GUNATILAKA, A.A.L., SAMARANAYAKE, G., KINGSTON, D.G.I, HOFFMANN, G. & JOHNSON, R.K. 1992. Bioactive ergost-5-ene-3 β ,7 α -diol derivatives from *Pseudobersama mossambicensis*. J. Nat. Prod. 55: 1648-1654.
12. HOMANS, A.L. & FUCHS, A. 1970. Direct bioautography on thin-layer chromatograms as a method for detecting fungitoxic substances. J. Chromatogr. 51: 327-329.
13. HONG, C.H., HUR, S.K., OH, O.J., KIM, S.S., NAM, K.A. & LEE, S.K. 2002. Evaluation of natural products on inhibition of inducible cyclooxygenase (COX-2) and nitric oxide synthase (iNOS) in cultured mouse macrophage cells. J. Ethnopharmacol. 83:153-159.
14. JAGER, A.K., HUTCHINGS, A. & VAN STADEN, J. 1996. Screening of Zulu medicinal plants for prostaglandin-synthesis inhibitors. J. Ethnopharmacol. 52:95-100.
15. JAYASINGHE, U.L., JAYASOORIYA, C.P., BANDARA, B.M., EKANAYAKE, S.P., MERLINI, L. & ASSANTE, G. 2002. Antimicrobial activity of some Sri Lankan Rubiaceae and Meliaceae. Fitoterapia 73:24-427.
16. JESUS-MORAIS, C.M., ASSIS, E.F., CORDEIRO, R.S., BARBOSA-FILHO, J.M., LIMA, W.T., SILVA, Z.L., BOZZA, P.T. & CASTRO-FARIA-NETO, H.C. 2000. Yangambin, a lignan obtained from *Ocotea duckei*, differentiates putative PAF receptor subtypes in the gastrointestinal tract of rats. Planta Med. 66:211-216.
17. KERBER, V.A., GREGIANINI, T.S., PARANHOS, J.T., SCHWAMBACH, J., FARIAS, F., FETT, J.P., FETT-NETO, A.G., ZUANAZZI, J.A., QUIRION, J.C., ELIZABETSKY, E. & HENRIQUES A.T. 2001. Brachycerine, a novel monoterpene indole alkaloid from *Psychotria brachyceras*. J. Nat. Prod. 64:677-679.
18. LOCHER, C.P., BURCH, M.T., MOWER, H.F., BERESTECKY, J., DAVIS, H., VAN POEL, B., LASURE A., VANDEN BERGHE, D.A. & VLIETINCK, A.J. 1995. Anti-microbial activity and anti-complement activity of extracts obtained from selected Hawaiian medicinal plants. J. Ethnopharmacol. 49:23-32.
19. LORDELLO, A.L.L., CAVALHEIRO, A.J., YOSHIDA, M. & GOTTLIEB, O.R. 2000. Phenylpropanoids, sterols and sesquiterpene from wood of *Ocotea odorifera* (Lauraceae). Rev Latinoam. Quim. 28:35-39.
20. LORENZO, D., LOAYZA, I., LEIGUE, L., FRIZZO, C., DELLACASSA, E. & MOYNA, P. 2001. Asaricin, the main component of *Ocotea opifera* Mart. essential oil. Nat. Prod. Lett. 15:163-170.
21. MARQUES, M.F.S., KATO, L., LEITÃO-FILHO, H.F. & REIS, F.A.M. (1996): Indole alkaloids from *Aspidosperma ramiflorum*. Phytochemistry 41:963-967.
22. MESIA-VELA, S., SANCHEZ, R.I., ESTRADA-MUNIZ, E., ALAVEZ-SOLANO, D., TORRES-SOSA, C., JIMENEZ-ESTRADA, M., REYES-CHILPA, R. & KAUFFMAN F.C. 2001. Natural products isolated from Mexican medicinal plants: novel inhibitors of sulfotransferases, SULT1A1 and SULT2A1. Phytomedicine 8:481-488.
23. MORENO, P.R.H., VON POSER, G.L. & HENRIQUES, A.T. 1991. Atividade antimicrobiana e isolamento de alcalóides de *Nectandra lanceolata*. Rev. Bras. Farm. 72:27-28.
24. MORENO, P.R.H., VON POSER, G.L., RATES, S.M.K., YOSHIDA, M., GOTTLIEB, O.R. & HENRIQUES, A.T. 1993. Chemical constituents and antitumour activity of *Nectandra grandiflora*. Int. J. Pharmacognosy 31:189-192.
25. MYERS, N., MITTERMEIER, R.A., MITTERMEIER, C.G., FONSECA, G.A.B. & KENT, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. Nature 403:853-858.
26. PINTO, C.N., DANTAS, A.P., DE MOURA, K.C., EMERY, F.S., POLEQUEVITCH, P.F., PINTO, M.C., DE CASTRO, S.L. & PINTO, A.V. 2000. Chemical reactivity studies with naphthoquinones from *Tabebuia* with anti-trypanosomal efficacy. Arzneimittelforschung 50:1120-1128.
27. RAHALISON L, HAMBURGER M, MONOD M, FRENK E, HOSTETTMANN K (1994): Antifungal tests in phytochemical investigations comparison of bioautographic methods using phytopatogenic and human pathogenic fungi. *Planta Med* 60: 41-44.
28. ROTH, A., KUBALLA, B., BOUNTHANH, C., CABALION, P., SEVENET, T., BECK, J.P. & ANTON, R. 1986. Cytotoxic activity of polyindoline alkaloids of *Psychotria forsteriana* (Rubiaceae):(1). *Planta Med.* Dec(6): 450-453.
29. S.M.A. – SECRETARIA DO MEIO AMBIENTE. 1996. Atlas das Unidades de Conservação do Estado de São Paulo. Parte 1. Litoral. Secretaria do Meio Ambiente, Secretaria de Energia, CESP, São Paulo. p.30.
30. SAI PRAKASH, C.V., HOCH, J.M. & KINGSTON, D.G.I. 2002. Structure and Stereochemistry of New Cytotoxic Clerodane Diterpenoids from the Bark of *Casearia lucida* from the Madagascar Rainforest. J. Nat. Prod. 65:100-107.
31. SARTORI, N.T., CANEPELLE, D., DE SOUSA, P.T. JR. & MARTINS, D.T. (1999): Gastroprotective effect from *Calophyllum brasiliense* Camb. bark on experimental gastric lesions in rats and mice. J. Ethnopharmacol. 67:149-156.

32. TABARELLI, M., MANTOVANI, W. & PERES, C.A. 1999. Effects of habitat fragmentation on plant guild structure in the montane Atlantic forest of southeastern Brazil. *Biol. Conserv.* 91:119-127.
33. TERBORGH, J. & WINTER, B. 1980. Some causes of extinction. In: *Conservation Biology: An Evolutionary-Ecological Perspective* (M.E. SOULE & B.A. WILCOX, eds.). Sinauer Associates, Sunderland, p.119-133.
34. TILMAN, D., MAY, R.M., LEHMAN, C.L. & NOWAK, M.A. 1994. Habitat destruction and the extinction debt. *Nature* 371:65-66.
35. UEDA, S., UMEMURA, T., DOHGUCHI, K., MATSUZAKI, T., TOKUDA, H., NISHINO, H. & IWASHIMA, A. 1994. Production of anti-tumour-promoting furanonaphthoquinones in *Tabebuia avellanedae* cell cultures. *Phytochemistry* 36:323-325.
36. VEROTTA, L., PILATI, T., TATO, M., ELISABETSKY, E., AMADOR, T.A. & NUNES, D.S. 1998. Pyrrolidinoindoline Alkaloids from *Psychotria colorata*. *J. Nat. Prod.* 61:392-396.
37. VERPOORTE, R., RUIGROK, C.L.M. & BAERHEIM SVENDSEN, A. 1982. Medicinal Plants of surinam II: Antimicrobial Active alkaloids from *Aspidosperma marcgravianum*. *Planta Med.* 46:149-152.
38. VERPOORTE, R., KOS-KUYCK, E., TIJN, A., TSOI, A., RUIGROK, C.L.M., DE JONG, G. & BAERHEIM SVENDSEN, A. 1983. Medicinal Plants of surinam III: Antimicrobially Active alkaloids from *Aspidosperma excelsum*. *Planta Med.* 48:283-289.
39. ZHOU, B.N., JOHNSON, R.K., MATTERN, M.R., WANG, X., HECHT, S.M., BECK, H.T., ORTIZ, A. & KINGSTON, D.G. 2000. Isolation and biochemical characterization of a new topoisomerase I inhibitor from *Ocotea leucoxydon*. *J. Nat. Prod.* 63:217-221.

Title: Screening of Brazilian Plants for Antimicrobial and DNA-Damaging Activities. I. Atlantic Rain Forest – Ecological Station Juréia-Itatins.

Authors: Débora Gomes Agripino, Marcos Enoque Leite Lima, Marcelo Rogério da Silva, Cristiane Infante Meda, Vanderlan da Silva Bolzani, Inês Cordeiro, Maria Claudia Marx Young, Paulo Roberto H. Moreno.

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03804022004>
Date Received : 05/19/2004 - Revised:09/16/2004
Accepted: 09/30/2004
ISSN 1676-0611

A REVIEW OF CHIRONOMIDAE STUDIES IN LENTIC SYSTEMS IN THE STATE OF SÃO PAULO, BRAZIL

Fábio de Oliveira Roque; Leny Célia da Silva Correia; Susana Trivinho-Strixino; Giovanni Strixino.

Biota Neotropica v4(n2) <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03104022004>

Date Received 05/20/2003

Revised 07/19/2003

Accepted 08/01/2003

Laboratório de Entomologia Aquática - Depto. de Hidrobiologia - Universidade Federal de São Carlos Washington Luis,
Km 235. Cx. Postal 676. Fone: 16 260-8316. Fax: 260-8310
E-mails: pfor@iris.ufscar.br.; plencycor@hotmail.com; strixino@power.ufscar.br

Abstract

Information on the chironomid fauna in lentic habitats in the State of São Paulo is gathered from the literature, and suggestions for future studies are provided.

Key words: *Chironomidae, lentic systems, Neotropics, references*

Resumo

Este trabalho reúne dados de estudos ecológicos sobre Chironomidae em ambientes lênticos do estado de São Paulo e propõe algumas sugestões para futuros estudos.

Palavras-chave: *Chironomidae, sistemas lênticos, Região Neotropical, referências.*

1. Introduction

The Chironomidae is a species rich and abundant family of aquatic Diptera. They have a Cosmopolitan distribution, with a global number of species estimated at 8,000 to 20,000 (Coffman 1995). The family generally plays an important role in ecological studies (Armitage et al. 1995), environmental assessment (Rosenberg 1992), palaeoecological research (Walker 1995), agricultural entomology (Ferrarese 1993), and chironomids can also be important for public health (Cranston 1995).

In Brazil the first observations on chironomids were made as early as in 1805. However, modern chironomid research began with the studies by Dr. Sebastião de Oliveira in the 1940ths (Messias 2000). Then, in the 1960th Dr. Ernst Josef Fittkau started working on the chironomid fauna in the Amazonian. The project was a cooperation between the Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) and the Max-Planck-Institute for Limnology. Fittkau (2001) provides an overview of Chironomidae research in Brazil, with emphasis on the research in the Amazonian.

In the State of São Paulo, chironomid research was initiated in 1971 with the study on the benthic ecology of the Americana Reservoir carried out by Dr. Giovanni Strixino. Later, several projects have been developed with the purpose to increase the knowledge of the ecology of chironomids in reservoirs. This interest is related to the need of assessing the degree of and the impact of reservoirs on the main rivers in the State of São Paulo, and larvae of Chironomidae might be used in such impacts studies.

Unfortunately, taxonomic studies are scarce, as can be seen from the Catalog and Bibliography of Neotropical and Mexican Chironomidae (Spies & Reiss 1996), the Chironomidae list of the State of São Paulo (Trivinho-Strixino & Strixino 1999), and the "Brazilian chironomid page". Furthermore, except for the Chironomidae larvae identification manual (Trivinho-Strixino & Strixino 1995) there is no practical manual to identify this fauna in Brazil.

Several factors have encouraged us to gather information about Chironomidae studies in lentic habitats in São Paulo: A) the BIOTA-FAPESP Program, chiefly the project "Inventory and Biology of freshwater Crustaceans, Insects and Mollusks of the State of São Paulo", which aims at integrating researchers and students from different laboratories and institutions to study taxonomical and ecological aspects of freshwater macroinvertebrates in the State of São Paulo; B) the small number of references to studies in the state of São Paulo cited in Brazilian and international articles; C) the necessity to establish a baseline to support future studies; and D) the necessity to provide a list of Chironomidae taxa, as well as a complete bibliography, in order to facilitate the exchange of information among researchers.

2. Methodology

We have tried to list all the published works on the ecology and taxonomy of Chironomidae in lentic habitats in the São Paulo State. Most references were obtained from Dr. Susana Trivinho Strixino's and Dr. Giovanni Strixino's archives, from the libraries of São Paulo universities, from personal contact with authors, and from internet databases. Abstracts from symposia, congresses and other meetings were not considered because they do not include comprehensive species lists and most of their results are published in articles. Identification level and morphospecies are cited here as they are written in the original references. When possible, we have added additional information about the environmental conditions at the sampling sites not given by the authors. We emphasize that we consider correcting misidentifications and nomenclatural changes to be outside the scope of this article.

3. Results and comments

A total of 60 studies were found (Table 1), including 31 scientific articles, 7 PhD theses, 18 master- and lower-level theses, and 4 reports. In addition, 5 personal communications and works in preparation were included. The majority of the studies are from small reservoirs in the São Carlos district. Reservatório do Monjolinho (São Carlos) is the most intensively studied reservoir, being the focus of 10 articles.

A total of 276 taxa were listed in Table 2, of which only 36 are formally named species. It is important to point out that the number of taxa listed in Table 2 is probably overestimated, because a given morphospecies may be listed as "species A" in a study and "species B" in another study. *Chironomus*, *Ablabesmyia*, *Polypedilum* and *Tanytarsus* are the genera most frequently recorded from the reservoirs. It is important to note that these genera are very species rich in the Neotropical region and undoubtedly comprise many undescribed species.

Some taxa listed in Table 2 (e.g. *Ablabesmyia annulata*, *Kiefferulus*, and *Zavrelia*) are not recorded from the Neotropical region by Spies & Reiss (1996), indicating possible misidentifications. For others further studies of the material carried out at the Laboratório de Entomologia Aquática (UFSCar) have led to the following name changes (previous name → actual name): *Micropsectra* sp. 1 (Albuquerque 1990) → *Tanytarsini* Gênero C (Trivinho-Strixino & Strixino 1995); *Micropsectra* sp. 2 (Albuquerque 1990) → *Tanytarsini* Gênero B (Trivinho-Strixino & Strixino 1995); *Microtendipes* sp. 2 (Albuquerque 1990) → *Beardius* sp. 3 (Trivinho-Strixino & Strixino 1995) → *Beardius parvus* Reiss & Sublette, 1985; *Nimbocera* sp. 2 (Albuquerque 1990) → *Nimbocera paulensis* Trivinho-Strixino & Strixino, 1991 → *Caladomyia ortonii* Säwedel, 1981 (Trivinho-Strixino & Strixino 2003); *Paracladopelma* sp.1 (Trivinho-Strixino &

Strixino 1993) → *Harnischia* sp.1 (Trivinho-Strixino & Strixino 1995); *Synendotendipes* (Correia 1999) → *Endotribelos*; *Tribelos* sp. 1 (Trivinho-Strixino & Strixino 1995) → *Endotribelos*; *Cladotanytarsus* (Trivinho-Strixino & Strixino 1995) → *Caladomyia friederi* Trivinho-Strixino & Strixino, 2000; Gênero B (Trivinho-Strixino & Strixino 1995) → *Aedokritus coffeatus* Trivinho-Strixino, 1997; Gênero A sp. 4 (Trivinho-Strixino & Strixino 1995) → *Fissimentum desiccatum* Cranston & Nolte, 1996; Gênero Asp. 2 (Trivinho-Strixino & Strixino 1995) → *Fissimentum* sp. 2 Cranston & Nolte, 1996; *Pedionomus* (Albuquerque 1990) → *Polypedilum (Asheum)*; *Asheum beckae* Sublette, 1964 → *Polypedilum (Asheum) beckae* (Sublette, 1964); *Nimbocera* sp. 1 (Albuquerque 1990) → *Nimbocera rhabdomantis* Trivinho-Strixino & Strixino, 1991 → *Tanytarsus rhabdomantis* (Trivinho-Strixino & Strixino, 1991), see Trivinho-Strixino & Sanseverino (2003).

The high number of morphospecies shown in Table 2 highlights the deficiency of knowledge on Chironomidae taxonomy in the State of São Paulo. Most of the studies do not provide information on morphospecies, so that it is difficult to make comparisons with other works. In addition, there is no standardization of morphospecies in the majority of Chironomidae studies (Table 2), not even among those carried out in the same research group.

Although chironomid research has become increasingly popular in recent years, there are many challenges to overcome (see e.g. Epler, 2001). Recently, Lewinsohn & Prado (2003) suggested several actions and priorities to improve the general knowledge of Brazilian biodiversity, which are also valid for Chironomidae. In the present study, we would like to focus on some particular aspects, which were intensively discussed at the latest Brazilian Chironomidae Symposiums:

3.1 Cooperation

- National and international cooperation among ecologists, taxonomists, biologists is fundamental to improve the knowledge of the Chironomidae in the Neotropical region, as pointed out by Fittkau (2001).

3.2 Information organization

- There is an urgent need for organizing and publishing the contents of private and public chironomids collections.

- Considering the expected increase in the taxonomic knowledge of the Brazilian chironomids in the coming years, we suggest that new identification guides is produced and updated continuously. The publication of electronic keys is strongly recommended, following the style of e.g., Epler (2001).

- Just like the type material of formally named taxa,

voucher specimens of other species should also be deposited in well-maintained collections in Brazil. Prior to deposition or publication specialists should verify the identification of voucher specimens, and of any other specimens of special importance in a particular study. Taxonomists generally do this, while ecologists often do not. Establishing and/or improving such collections could be very helpful for nonspecialists.

3.3 Methodological aspects

- Agreeing with Fittkau (2003), high priority to taxonomic studies is recommended. Modern chironomid taxonomy aims at obtaining and integrating knowledge of all developmental stages. Therefore, the recommended procedure is rearing of larvae to obtain pupae and adults. Admittedly, this demands some effort and experience, but the advantages override these drawbacks. For example, each additional reliably associated life stage available for study multiplies the chances for correct identification and ecological interpretation of the species in question. Some methods for rearing chironomids were recently published by Mendes (2002); see also Epler (2001).

- It would be inappropriate here to recommend specific geographic areas for further studies, since the more intensively sampled areas still have their fauna poorly known.

- A minimum standard for environmental assessment procedures should be established that would allow comparisons between independent studies. This issue should be discussed at future meetings.

- Morphospecies concepts should also be standardized to allow comparative studies. We consider that, although descriptions of morphospecies do not lead to validity status equal to that of formally named taxa, they should be included in theses and dissertations in order to contribute to standardization and to future formal descriptions.

- When possible, the collection of larvae, pupae and adults is strongly recommended for any study involving chironomid richness. Particularly the collection of pupa exuviae does not require elaborated methodology or instruments, and adds only a few minutes to the field effort. This often also yields valuable specimens of drowned or emerging adults along with the cast skins. Some methods for collecting aquatic and terrestrial insects are described by New (1998).

Finally, the use of Chironomidae information in biomonitoring and biodiversity conservation programs has increased during the last decade. These applied approaches require that researchers from various fields cooperate and that results from different areas are considered when studying the multiple aspects related to the Chironomidae.

Table 1. Summary of Chironomidae studies in lentic environments in the State of São Paulo, Brazil.

Entry No. S ^R	Site (S)	Reference (R)	Geographic coordinate	Hydrographic basin	Area (ha)	Max. depth (m)	Sampling methods
1 ^A	Lagoa Boa Vista	Albuquerque (1990)	21°57'S and 47°53'W	Mogi-Guaçu	5.60	2.1	Sediment (Ekman-Birge and Hand Screen Collector)
1 ^B	Lagoa Boa Vista	Trivinho-Strixino & Strixino (1991a)	22°10'S and 47°54'W	Mogi-Guaçu	5.60	2.1	Sediment (Ekman-Birge)
1 ^C	Lagoa Boa Vista	Trivinho-Strixino (1997)	21°56'39.7"S and 47°50'05.9"W	Mogi-Guaçu	5.60	2.1	Sediment (Ekman-Birge)
1 ^D	Lagoa Boa Vista	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	21°57'S and 47°53'W	Mogi-Guaçu	5.60	2.1	Sediment (Ekman-Birge)
2 ^A	Lago Camargo (Reservatório Jurumirim)	Stripari & Henry (2002)	23°27'30"-23°30'00"S and 48°36'50"-48°38'29"W	Paranapanema	22.45	3.9	Litter bags
3 ^A	Lagoa da Piaba	Trivinho-Strixino et al. (1998)	21°36'29.3"S and 47°49'48.9"W	Mogi-Guaçu	3.50	-	Macrophytes (manual collection)
3 ^B	Lagoa da Piaba	Strixino et al. (1997)	21°36'29.3"S and 47°49'48.9"W	Mogi-Guaçu	3.50	-	Sediment (Ekman-Birge)
4 ^A	Lagoa das Garças	Santos & Henry (2002)	23°39'S and 46°37' W	Alto Tietê	8.86	4.6	Sediment (Petersen)
5 ^A	Lagoa do Diogo	Alves & Strixino (1997) Alves (1998)	21°37'26.2"S and 47°48'24.6"W	Mogi-Guaçu	69.00	3.0	Sediment (Ekman-Birge)
5 ^B	Lagoa do Diogo	Trivinho-Strixino et al. (1998)	21°37'26.2"S and 47°48'24.6"W	Mogi-Guaçu	69.00	3.0	Macrophytes (manual collection)
5 ^C	Lagoa do Diogo	Strixino et al. (1997)	21°37'26.2"S and 47°48'24.6"W	Mogi-Guaçu	69.00	3.0	Sediment (Ekman-Birge)
5 ^D	Lagoa do Diogo	Alves & Strixino (2000)	21°37'26.2"S and 47°48'24.6"W	Mogi-Guaçu	69.00	3.0	Sediment (Ekman-Birge)
6 ^A	Lagoa do Infernã	Correia (1996)	21°35'S and 47°51'W	Mogi-Guaçu	3.18	4.0	Macrophytes (manual collection)
6 ^B	Lagoa do Infernã	Correia & Trivinho-Strixino (1998)	21°35'S and 47°51'W	Mogi-Guaçu	3.18	4.0	Macrophytes (manual collection)
6 ^C	Lagoa do Infernã	Trivinho-Strixino et al. (1998)	21°35'S and 47°51'W	Mogi-Guaçu	3.18	4.0	Macrophytes (manual collection)
6 ^D	Lagoa do Infernã	Sonoda (1999) and Sonoda & Trivinho-Strixino (2000)	21°35'S and 47°51'W	Mogi-Guaçu	3.18	4.0	Macrophytes (manual collection)
6 ^E	Lagoa do Infernã	Trivinho-Strixino & Strixino (2000a)	21°35'S and 47°51'W	Mogi-Guaçu	3.18	4.0	Macrophytes (manual collection)
6 ^F	Lagoa do Infernã	Trivinho-Strixino et al. (2000)	21°35'S and 47°51'W	Mogi-Guaçu	3.18	4.0	Macrophytes (manual collection)
7 ^A	Lagoa do Óleo	Strixino et al. (1997)	21°35'26.9S" and 47°50'12.0"W	Mogi-Guaçu	2.21	-	Macrophytes (manual collection)
7 ^B	Lagoa do Óleo	Trivinho-Strixino et al. (1998)	21°35'26.9S" and 47°50'12.0"W	Mogi-Guaçu	2.21	-	Sediment (Ekman-Birge)
8 ^A	Lago dos Patos	Roque (1999)	23°27'S and 46°45'W	Alto-Tietê	-	1.0	Sediment (Ekman-Birge)

9 ^A	Lagoa Dourada	Melão & Rocha (1996)	17°55'22"S and 22°11'33"W	Tietê-Jacaré	7.68	6.3	Freshwater Sponges collection
9 ^B	Lagoa Dourada	Present study	17°55'22"S and 22°11'33"W	Tietê-Jacaré	7.68	6.3	Exuviae Collection
10 ^A	Lagoa Mayaca	Borghoff-Gonçalves & Trivinho-Strixino (1997)	21°58'02.1"S and 47°53'01.7"W	Tietê-Jacaré	0.17	0.6	Artificial Substrates
10 ^B	Lagoa Mayaca	Trivinho-Strixino & Strixino (2000a)	21°58'02.1"S and 47°53'01.7"W	Tietê-Jacaré	0.17	0.6	Macrophytes (manual collection)
10 ^C	Lagoa Mayaca	Trivinho-Strixino & Strixino (2000b)	21°58'02.1"S and 47°53'01.7"W	Tietê-Jacaré	0.17	0.6	Macrophytes (manual collection)
10 ^D	Lagoa Mayaca	Trivinho-Strixino & Strixino (2003)	21°58'02.1"S and 47°53'01.7"W	Tietê-Jacaré	0.17	0.6	Macrophytes (manual collection)
11 ^A	Lago Camargo; Lago Coqueiral; Lago Cavalos (Reservatório Jurumirim)	Afonso (2002)	23°27'30"-23°30'00"S and 48°36'50"-48°38'29"W	Paranapaema	22.45; 64.13; 0.86	3.9; 3.5; 2.4	Macrophytes (manual collection)
12 ^A	Pisciculture tanks (UFSCar- S. Carlos)	Borghoff-Gonçalves & Trivinho-Strixino (1997)	21°59'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	0.10	1.0	Artificial Substrates
13 ^A	Pisciculture tanks (CEPTA- IBAMA- Pirassununga)	Campos (1999)	21°55'44.5"S and 47°22'23.7"W	Mogi-Guaçu	0.10	1.0	Sediment (Ekman-Birge)
14 ^A	Represa Nova	Campos (1999)	21°55'44.5"S and 47°22'23.7"W	Mogi-Guaçu	-	5.0	Sediment (Ekman-Birge)
15 ^A	Reservatório Álvaro de Souza Lima (Bariri)	Rodrigues (Personal communication)	22°9'49"S and 48°44'20.8"W	Médio Tietê	6300.00	32.5	Sediment (Ekman-Birge)
16 ^A	Reservatório Billings	Kuhlmann et al. (1997)	23°42'S and 46°22'W	Alto Tietê	12000.00	15.0	Sediment (Ekman-Birge and Petersen)
17 ^A	Reservatório da Colônia	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	21°58'S and 47°53'W	Mogi-Guaçu	0.30	3.5	Sediment (Ekman-Birge)
17 ^B	Reservatório da Colônia	Trivinho-Strixino & Strixino (2003)	21°58'S and 47°53'W	Mogi-Guaçu	0.30	3.5	Sediment (Ekman-Birge and Hand Screen Collector)
18 ^A	Reservatório da Mata	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	21°58'S and 47°53'W	Mogi-Guaçu	0.20	2.5	Sediment (Ekman-Birge)
18 ^B	Reservatório da Mata	Trivinho-Strixino & Strixino (1991b) and Trivinho-Strixino & Sanseverino (2003)	21°58'S and 47°53'W	Mogi-Guaçu	0.20	2.5	Sediment (Ekman-Birge and Hand Screen Collector)
18 ^C	Reservatório da Mata	Trivinho-Strixino & Strixino (2003)	21°58'S and 47°53'W	Mogi-Guaçu	0.20	2.5	Sediment (Ekman-Birge and Hand Screen Collector)
19 ^A	Reservatório Monte Alegre	H. Mendes (Personal communication)	21°11'S and 47°51'W	Rio Pardo	7.00	5.0	Sediment (Ekman-Birge) and adult collections
20 ^A	Reservatório de Americana	Shimizu (1978)	22°44'S and 47°20'W	Piracicaba	1350.00	19.0	Sediment (Ekman-Birge)
20 ^B	Reservatório de Americana	Shimizu (1981)	22°44'S and 47°20'W	Piracicaba	1350.00	19.0	Sediment (Ekman-Birge)
20 ^C	Reservatório	Pamplin (1999)	22°44'S and	Piracicaba	1350.00	19.0	Sediment

	de Americana		47°20'W				(Ekman-Birge)
20 ^D	Reservatório de Americana	Dornfeld (2002)	22°44'S and 47°20'W	Piracicaba	1350.00	19.0	Sediment (Ekman-Birge)
21 ^A	Reservatório de Barra Bonita	Soriano (1997)	22°29'S-22°44'S and 48°34'-48°10'W	Médio Tietê	31000.00	27.5	Sediment (Ekman-Birge and Hand Screen Collector)
21 ^B	Reservatório de Barra Bonita	Rodrigues (Personal communication)	20°31'S and 48° 32'W	Médio Tietê	31000.00	32.5	Sediment (Ekman-Birge)
22 ^A	Reservatório Quinta da Felicidade	Trivinho-Strixino & Strixino (1991b) and Trivinho-Strixino & Sanseverino (2003)	21°57'S and 47°54'W	Mogi-Guaçu	0.20	2.5	Sediment (Ekman-Birge)
22 ^B	Reservatório Quinta da Felicidade	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	21°57'S and 47°54'W	Mogi-Guaçu	0.20	2.5	Sediment (Ekman-Birge)
23 ^A	Reservatório de Ibitinga	Rodrigues (Personal communication)	21°45'S and 48°59'W	Médio Tietê	5600.00	31.7	Sediment (Ekman-Birge)
24 ^A	Reservatório de Jupia	Roque (present study)	24° 48'S and 51° 38'W	Paraná	54400.00	30.0	Sediment (Ekman-Birge)
25 ^A	Reservatório de Ponte Nova	Pamplin (2002)	23°30'S and 46°00'S	Alto Tietê	2568.00	17.0	Sediment (Van-Veen)
26 ^A	Reservatório de Paraibuna	Kuhlmann (1993)	22°45'-23°35'S and 44°45'-45°40'W	Paraíba do Sul	18800.00	90.0	Sediment (Ekman-Birge)
26 ^B	Reservatório de Paraibuna	Anaya et al. (1997)	22°45'-23°35'S and 44°45'-45°40'W	Paraíba do Sul	18800.00	90.0	Sediment (Petersen)
27 ^A	Reservatório de Promissão	Rodrigues (Personal communication)	21°18'S and 49°47'W	Médio Tietê	53000.00	-	Sediment (Ekman-Birge)
28 ^A	Reservatório do Beija-Flor	Rodrigues (1997)	21°36'01.5"S and 47°47'03.0"W	Mogi-Guaçu	17.54	2.4	Sediment (Ekman-Birge)
28 ^B	Reservatório do Beija-Flor	Trivinho-Strixino et al. (1998)	21°36'01.5"S and 47°47'03.0"W	Mogi-Guaçu	17.54	2.4	Macrophytes (manual collection)
28 ^C	Reservatório do Beija-Flor	Sonoda (1999)	21°36'01.5"S and 47°47'03.0"W	Mogi-Guaçu	17.54	2.4	Macrophytes (manual collection)
28 ^D	Reservatório do Beija-Flor	Trivinho-Strixino & Strixino (2000a)	21°36'01.5"S and 47°47'03.0"W	Mogi-Guaçu	17.54	2.4	Decayed woods (manual collection)
28 ^E	Reservatório do Beija-Flor	Strixino et al. (1997)	21°36'01.5"S and 47°47'03.0"W	Mogi-Guaçu	17.54	2.4	Sediment (Ekman-Birge)
29 ^A	Reservatório do Fazzari	Albuquerque (1990)	21°59'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	1.30	4.0	Sediment (Ekman-Birge and Hand Screen Collector)
29 ^B	Reservatório do Fazzari	Trivinho-Strixino & Strixino (1991b) and Trivinho-Strixino & Sanseverino (2003)	21°59'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	1.30	4.0	Sediment (Ekman-Birge and Hand Screen Collector)
29 ^C	Reservatório do Fazzari	Borghoff-Gonçalves & Trivinho-Strixino (1997)	21°59'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	1.30	4.0	Artificial Substrates
29 ^D	Reservatório do Fazzari	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	21°59'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	1.30	4.0	Sediment (Ekman-Birge)
29 ^E	Reservatório do Fazzari	Trivinho-Strixino & Strixino (1998a)	21°59'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	1.30	4.0	Decayed woods (manual collection) Sediment (Ekman-Birge)

29 ^F	Reservatório do Fazzari	Trivinho-Strixino & Strixino (2000a)	21°59'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	1.30	4.0	Decayed woods (manual collection)
29 ^G	Reservatório do Fazzari	Trivinho-Strixino & Strixino (2003)	21°59'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	1.30	4.0	Sediment (Ekman-Birge and Hand Screen Collector)
30 ^A	Reservatório do Jaraguá	Roque (1999)	23°27'78"S and 46°45'60"W?	Alto-Tietê	-	2.5	Sediment (Ekman-Birge)
31 ^A	Reservatório do Lobo	Strixino (1973)	22°10'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	680.00	11.0	Sediment (Ekman-Birge)
31 ^B	Reservatório do Lobo	Trivinho-Strixino & Strixino (1991a)	22°10'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	680.00	11.0	Macrophytes (manual collection)
31 ^C	Reservatório do Lobo	Trivinho-Strixino & Strixino (1991b) and Trivinho-Strixino & Sanseverino (2003)	22°10'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	680.00	11.0	Sediment (Ekman-Birge)
31 ^D	Reservatório do Lobo	Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	22°10'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	680.00	11.0	Macrophytes (manual collection)
31 ^E	Reservatório do Lobo	Camargo (1984)	22°10'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	680.00	11.0	Macrophytes (manual collection)
31 ^F	Reservatório do Lobo	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	22°10'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	680.00	11.0	Sediment (Ekman-Birge)
31 ^G	Reservatório do Lobo	Trivinho-Strixino & Strixino (2000a)	22°10'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	680.00	11.0	Macrophytes (manual collection)
32 ^A	Reservatório do Monjolinho	Strixino & Strixino (1982)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Sediment (Ekman-Birge)
32 ^B	Reservatório do Monjolinho	Strixino & Strixino (1984)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Macrophytes (manual collection)
32 ^C	Reservatório do Monjolinho	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	4.0	Sediment (Ekman-Birge)
32 ^D	Reservatório do Monjolinho	Trivinho-Strixino & Strixino (1998b)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Sediment (Ekman-Birge)
32 ^E	Reservatório do Monjolinho	Correia (1999)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Sediment (Ekman-Birge) Artificial Substrates; Macrophytes (manual collection)
32 ^F	Reservatório do Monjolinho	Léo (1999)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Sediment (Ekman-Birge)
32 ^G	Reservatório do Monjolinho	Barros (2002)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Drift and manual nets
32 ^H	Reservatório do Monjolinho	Roque & Trivinho-Strixino (<i>submitted</i>)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Adults collection (hand net)
32 ^I	Reservatório do Monjolinho	Correia & Trivinho-Strixino (<i>submitted a</i>)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Artificial Substrates
32 ^J	Reservatório do Monjolinho	Correia & Trivinho-Strixino (<i>submitted b</i>)	22°00'S and 47°54'W	Tietê-Jacaré	4.70	3.0	Artificial Substrates
33 ^A	Reservatório do Parque Ecológico A. T. Vieira (S. Carlos)	Dornfeld (1999)	-	Tietê-Jacaré	-	-	Macrophytes (manual collection)
34 ^A	Reservatório do Pasto	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	21°58'S and 47°53'W	Mogi-Guaçu	0.70	3.0	Sediment (Ekman-Birge)

35 ^A	Reservatório do Ribeirão das Anhumas	Corbi (2001) and Corbi & Trivinho-Strixino (2002)	21°42'S and 48°00'W	Mogi-Guaçu	82.00	7.6	Sediment (Ekman-Birge)
36 ^A	Reservatório Jacaré-Pepira	Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	22°26'S and 48°10'W	Tietê-Jacaré	129.00	11.5	Sediment (Ekman-Birge)
37 ^A	Reservatório Jurumirim	Santos & Henry (2001)	23°12'S and 49°13'W	Alto Paranapanema	48480.00	40.0	Sedimento (Pettersen)
38 ^A	Reservatório Mogi-Guaçu	Brandimarte (1997)	22°19'-22°24'S and 46°54'-46°48'W	Mogi-Guaçu	573.00	13.5	Sediment (Pettersen)
39 ^A	Lagoa do Quilômetro	Strixino et al. (1997)	21°36'29.3"S and 47°49'48.9"W	Mogi-Guaçu	3.20	-	Sediment (Ekman-Birge)

* Although some works are important references on Chironomidae in reservoirs of the São Paulo State (e.g. Strixino 1971, Rocha 1972, Strixino & Strixino 1980, Valenti & Froehlich 1986, Beyruth 1989, Brandimarte 1991) we have not cited them on the tables, because they had not showed their lists of morphospecies or the fauna was identified to the family or subfamily level .

Table 2. List of Chironomidae recorded from lentic environments in the State of São Paulo (Brazil).* It is important to note that this list shows the names considered by each author and it does not present only currently taxonomic valid names.

Taxa	Records and references (see Table 1)
Tanypodinae	
<i>Ablabesmyia</i>	1 ^A , 1 ^D , 3 ^A , 4 ^A , 5 ^B , 5 ^C , 5 ^D , 6 ^C , 6 ^F , 7 ^B , 9 ^A , 9 ^B , 10 ^A , 11 ^A , 12 ^A , 13 ^A , 14 ^A , 16 ^A , 18 ^A , 19 ^A , 20 ^A , 22 ^B , 24 ^A , 25 ^A , 26 ^A , 26 ^B , 28 ^A , 28 ^B , 28 ^E , 29 ^A , 29 ^C , 29 ^D , 31 ^D , 31 ^F , 32 ^C , 32 ^I , 33 ^A , 34 ^A , 35 ^A , 36 ^A , 37 ^A , 38 ^A , 39 ^A
<i>Ablabesmyia</i> sp. 1 Sonoda (1999)	6 ^D , 28 ^C
<i>Ablabesmyia</i> sp. 2 Sonoda (1999)	6 ^D , 28 ^C
<i>Ablabesmyia</i> sp. A Soriano (1997)	21 ^A
<i>Ablabesmyia</i> sp. 1 Barros (2002)	32 ^G
<i>Ablabesmyia</i> sp. 2 Barros (2002)	32 ^G
<i>Ablabesmyia</i> sp. 1 Roque & Trivinho-Strixino (in press)	32 ^H
<i>Ablabesmyia</i> (Karelia)	6 ^A , 6 ^B , 32 ^E , 32 ^J
<i>Ablabesmyia</i> g r. <i>annulata</i>	5 ^A , 29 ^E
<i>Ablabesmyia annulata</i> (Say, 1823)	20 ^C , 20 ^D
<i>Ablabesmyia</i> spp.	32 ^B
<i>Anatopynia</i>	20 ^A
<i>Alotanypus</i>	13 ^A , 14 ^A , 37 ^A
<i>Apsectrotanypus</i> (?)	29 ^A
<i>Brundiniella</i> (?)	29 ^A
<i>Brundiniella</i>	13 ^A , 14 ^A
<i>Clinotanypus</i>	1 ^D , 6 ^A , 6 ^B , 7 ^B , 12 ^A , 13 ^A , 14 ^A , 16 ^A , 19 ^A , 22 ^B , 29 ^A , 29 ^D , 29 ^E
<i>Coelotanypus</i>	1 ^A , 1 ^D , 5 ^A , 5 ^C , 5 ^D , 8 ^A , 13 ^A , 14 ^A , 16 ^A , 17 ^A , 19 ^A , 21 ^A , 23 ^A , 24 ^A , 25 ^A , 26 ^B , 28 ^A , 29 ^A , 29 ^D , 29 ^E , 30 ^A , 31 ^F , 34 ^A , 35 ^A , 36 ^A
<i>Coelotanypus</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Coelotanypus</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Denopelopia</i>	6 ^A , 6 ^B , 22 ^B , 39 ^B
<i>Djalmabatista</i>	5 ^A , 5 ^C , 5 ^D , 12 ^A , 13 ^A , 14 ^A , 19 ^A , 21 ^A , 25 ^A , 28 ^A , 29 ^C , 35 ^A , 37 ^A , 38 ^A
<i>Djalmabatista pulchra</i> (Johannsen, 1908)	29 ^A , 29 ^D , 29 ^E , 36 ^A
<i>Djalmabatista</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	18 ^A , 22 ^B , 29 ^A , 29 ^D , 29 ^E , 31 ^D , 31 ^F , 34 ^A , 36 ^A
<i>Fittkauimyia</i>	6 ^A , 6 ^B , 6 ^C , 6 ^F , 7 ^B , 19 ^A , 29 ^D , 29 ^E , 32 ^E , 32 ^I
<i>Labrundinia</i>	5 ^A , 5 ^C , 5 ^D , 6 ^F , 9 ^A , 9 ^B , 10 ^A , 12 ^A , 13 ^A , 14 ^A , 16 ^A , 19 ^A , 22 ^B , 25 ^A , 28 ^A , 29 ^A , 29 ^C , 29 ^D , 29 ^E , 31 ^F , 32 ^B , 32 ^E , 32 ^I , 32 ^J , 33 ^A , 35 ^A , 38 ^A
<i>Labrundinia</i> spp.	3 ^A , 5 ^B , 6 ^A , 6 ^B , 6 ^C , 7 ^B , 28 ^B
<i>Labrundinia maculata</i> Roback, 1971	21 ^A
<i>Labrundinia</i> sp. 1 Barros (2002)	32 ^G
<i>Labrundinia</i> sp. 1 Roque & Trivinho-Strixino (in press)	32 ^H
<i>Labrundinia</i> sp. 1 Sonoda (1999)	6 ^D , 28 ^C
<i>Labrundinia</i> sp. 2 Sonoda (1999)	6 ^D , 28 ^C
<i>Labrundinia</i> sp. 5 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Larsia</i>	1 ^A , 3 ^A , 5 ^B , 6 ^A , 6 ^B , 6 ^C , 6 ^D , 6 ^F , 7 ^B , 10 ^A , 12 ^A , 13 ^A , 14 ^A , 18 ^A , 19 ^A , 22 ^B , 24 ^A , 28 ^C , 29 ^A , 29 ^C , 29 ^D , 29 ^E , 31 ^D , 32 ^E , 32 ^I , 32 ^J , 33 ^A , 38 ^A

<i>Macropelopia</i>	17 ^A , 18 ^A , 22 ^B , 29 ^D , 29 ^E
<i>Macropelopia</i> spp.	29 ^A
<i>Macropelopia</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Monopelopia</i>	1 ^A , 3 ^A , 5 ^A , 5 ^B , 5 ^D , 6 ^A , 6 ^B , 6 ^C , 6 ^F , 7 ^B , 22 ^B , 28 ^B , 29 ^A , 33 ^A
<i>Monopelopia</i> sp. 1 Roque & Trivinho-Strixino (in press)	32 ^H
Pelopiini I Shimizu (1978)	20 ^A
Pelopiini tipo "T1" Kuhlmann (1993)	26 ^A
<i>Pentaneura</i>	5 ^B , 6 ^F , 12 ^A , 29 ^A , 29 ^E , 33 ^A
<i>Pentaneura</i> spp.	32 ^A
Pentaneurini	4 ^A
Pentaneurini I Shimizu (1978)	20 ^A
Pentaneurini II Shimizu (1978)	20 ^A
(2000)	6 ^D
(2000)	6 ^D
(2000)	6 ^D
Pentaneurini tipo "T3" Kuhlmann (1993)	26 ^A
Pentaneurini tipo "T4" Kuhlmann (1993)	26 ^A
<i>Procladius</i>	5 ^A , 5 ^C , 5 ^D , 12 ^A , 13 ^A , 14 ^A , 19 ^A , 20 ^A , 21 ^A , 25 ^A , 26 ^A , 28 ^A , 28 ^E , 29 ^C , 29 ^E , 32 ^A , 32 ^E , 37 ^A
<i>Procladius</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	17 ^A , 29 ^A , 29 ^D , 31 ^E , 32 ^C , 36 ^A
<i>Procladius</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	1 ^D , 18 ^A , 22 ^B , 29 ^A , 29 ^D , 34 ^A
<i>Procladius</i> sp. 3 Strixino & Trivinho-Strixino (1998)	22 ^B
<i>Psectrotanypus</i> (?)	29 ^A
<i>Tanypus</i>	3 ^B , 5 ^A , 5 ^D , 16 ^A , 28 ^A , 28 ^E , 32 ^C , 32 ^G , 39 ^A
<i>Tanypus punctipennis</i> Meigen, 1818	1 ^D , 17 ^A , 18 ^A , 20 ^A , 22 ^B , 29 ^A , 29 ^D , 29 ^E , 32 ^A , 32 ^C , 34 ^A
<i>Tanypus stellatus</i> Coquillett, 1902	1 ^D , 17 ^A , 18 ^A , 20 ^C , 29 ^D , 32 ^A , 32 ^C , 32 ^E , 32 ^F , 34 ^A
<i>Tanypus stellatus</i> Coquillett, 1902 (?)	13 ^A , 14 ^A , 32 ^C , 32 ^E , 32 ^F , 34 ^A
Tanypodinae Brandimarte (1997)	38 ^A
Tanypodinae Tipo 1 Brandimarte (1997)	38 ^A
Tanypodinae Tipo 3 Brandimarte (1997)	38 ^A
Tanypodinae Tipo 4 Brandimarte (1997)	38 ^A
Tanypodinae Tipo A Strixino (1973)	31 ^A
Tanypodinae Camargo (1994)	31 ^E
Tanypodinae sp. 1 Sonoda (1999)	6 ^D , 28 ^C
Tanypodinae sp. 2 Sonoda (1999)	6 ^D , 28 ^C
Tanypodinae sp. 3 Sonoda (1999)	6 ^D
<i>Thienemannimyia</i> gr.	29 ^E , 33 ^A
<i>Zavrelimyia</i>	9 ^A , 9 ^B , 29 ^A
Chironominae	
<i>Aedokritus</i>	1 ^D , 5 ^A , 5 ^C , 5 ^D , 18 ^A , 20 ^C , 20 ^D , 24 ^A , 28 ^A , 29 ^D , 29 ^E , 34 ^A , 35 ^A , 36 ^A , 39 ^A
<i>Aedokritus coffeatus</i> Trivinho-Strixino & Strixino, 1997	1 ^C
<i>Apedilum</i>	12 ^A , 22 ^B , 31 ^F
<i>Asheum</i>	5 ^D , 6 ^B , 6 ^F , 11 ^A , 12 ^A , 21 ^A , 24 ^A , 25 ^A , 28 ^E , 29 ^C , 32 ^A , 33 ^A , 38 ^A
<i>Asheum beckae</i> Sublette, 1964	1 ^D , 3 ^A , 5 ^B , 6 ^A , 6 ^C , 6 ^D , 7 ^B , 13 ^A , 14 ^A , 17 ^A , 22 ^B , 28 ^B , 28 ^C , 29 ^E , 31 ^F , 32 ^E , 32 ^F

<i>Axarus</i>	5 ^D ; 19 ^A ; 25 ^A ; 37 ^A
<i>Beardius</i>	5 ^A ; 5 ^D ; 6 ^F ; 7 ^A ; 9 ^B ; 12 ^A ; 14 ^A ; 18 ^A ; 22 ^B ; 28 ^E ; 29 ^D ; 31 ^D ; 31 ^F ; 35 ^A ; 38 ^A
<i>Beardius parvus</i> Reiss & Sublette, 1985	3 ^A ; 5 ^B ; 6 ^A ; 6 ^C ; 6 ^D ; 7 ^B ; 28 ^C ; 33 ^A
<i>Beardius phytophilus</i> Trivinho-Strixino & Strixino, 2000	6 ^E ; 10 ^B ; 28 ^C ; 28 ^D ; 31 ^G
<i>Beardius xylophilus</i> Trivinho-Strixino & Strixino, 2000	28 ^C ; 28 ^D ; 29 ^F
<i>Beardius</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	3 ^A ; 6 ^A ; 6 ^B ; 6 ^C ; 6 ^E ; 7 ^B ; 28 ^B
<i>Beardius</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	7 ^B ; 28 ^B ; 29 ^E
<i>Beardius</i> sp. 3 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	6 ^B
<i>Beardius</i> sp. 4 Sonoda (1999)	6 ^D ; 28 ^C
<i>Beckidia</i>	38 ^A
<i>Caladomyia</i>	28 ^C
<i>Caladomyia ortonii</i> Säwedal, 1981	17 ^B ; 18 ^C ; 29 ^G ; 32 ^G
<i>Caladomyia friederi</i> Trivinho-Strixino & Strixino, 2000	10 ^C
<i>Caladomyia riotarumensis</i> Reiff, 2000	10 ^D
Chironomini I	20 ^A
<i>Chironomus</i>	4 ^A ; 5 ^D ; 6 ^D ; 6 ^F ; 8 ^A ; 10 ^A ; 19 ^A ; 20 ^B ; 20 ^D ; 26 ^A ; 26 ^B ; 28 ^A ; 28 ^C ; 29 ^E ; 30 ^A ; 31 ^D ; 31 ^E ; 32 ^F ; 35 ^A ; 37 ^A ; 38 ^A
(2002)	32 ^H
<i>Chironomus</i> sp. 1 Barros (2002)	32 ^G
<i>Chironomus</i> sp. 2 Barros (2002)	32 ^G
<i>Chironomus</i> spp.	1 ^A ; 13 ^A ; 14 ^A ; 29 ^A ; 32 ^A
<i>Chironomus plumosus</i> (?)	20 ^A
<i>Chironomus thummi</i> (?)	20 ^A
<i>Chironomus</i> gr. <i>decorus</i>	1 ^D ; 3 ^B ; 5 ^A ; 5 ^C ; 6 ^A ; 6 ^B ; 6 ^C ; 7 ^A ; 7 ^B ; 17 ^A ; 18 ^A ; 20 ^C ; 20 ^D ; 22 ^B ; 28 ^B ; 28 ^E ; 29 ^D ; 31 ^F ; 32 ^C ; 32 ^E ; 32 ^I ; 32 ^J ; 33 ^A ; 34 ^A ; 39 ^A
<i>Chironomus</i> gr. <i>riparius</i>	6 ^A ; 6 ^B ; 6 ^C ; 7 ^B ; 18 ^A ; 22 ^B ; 28 ^E ; 29 ^D ; 29 ^E ; 33 ^A
<i>Cladopelma</i>	1 ^D ; 4 ^A ; 5 ^A ; 5 ^C ; 5 ^D ; 9 ^B ; 17 ^A ; 18 ^A ; 19 ^A ; 21 ^A ; 22 ^B ; 25 ^A ; 26 ^A ; 28 ^A ; 28 ^E ; 29 ^A ; 29 ^D ; 29 ^E ; 31 ^F ; 32 ^C ; 32 ^E ; 32 ^F ; 34 ^A ; 36 ^A ; 39 ^A
<i>Cladopelma forcipis</i> (Rempel, 1939)	32 ^G
<i>Cladotanytarsus</i>	9 ^A ; 10 ^A ; 29 ^A ; 36 ^A ; 38 ^A
<i>Cryptochironomus</i>	1 ^D ; 5 ^C ; 5 ^D ; 9 ^B ; 18 ^A ; 20 ^A ; 21 ^A ; 22 ^B ; 24 ^A ; 25 ^A ; 26 ^A ; 26 ^B ; 28 ^A ; 29 ^D ; 31 ^F ; 32 ^A ; 32 ^E ; 32 ^I ; 35 ^A ; 36 ^A ; 37 ^A ; 38 ^A
<i>Cryptochironomus</i> sp. 1	20 ^D ; 31 ^D
<i>Cryptochironomus</i> sp. 2	31 ^D
<i>Cryptochironomus</i> sp. 3	31 ^D
<i>Cryptotendipes</i>	9 ^A
<i>Demichironomus</i> (?)	25 ^A
<i>Demicrochironomus</i>	25 ^A ; 31 ^D ; 37 ^A
<i>Dicrotendipes</i>	1 ^A ; 3 ^A ; 6 ^C ; 6 ^F ; 12 ^A ; 13 ^A ; 14 ^A ; 19 ^A ; 22 ^B ; 24 ^A ; 25 ^A ; 28 ^E ; 29 ^A ; 29 ^C ; 32 ^E ; 32 ^I ; 32 ^J ; 33 ^A ; 34 ^A ; 35 ^A
<i>Dicrotendipes amazonicus</i> Epler, 1988	29 ^E
<i>Dicrotendipes sinoposus</i> Epler, 1987	29 ^E
<i>Dicrotendipes tritonus</i> (Kieffer, 1916)	21 ^A
<i>Dicrotendipes</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	29 ^D
<i>Endotribelos</i>	6 ^D ; 28 ^C

<i>Einfeldia</i>	31 ^E
<i>Fissimentum</i>	5 ^D ; 9 ^B ; 19 ^A ; 28 ^A ; 35 ^A ; 38 ^A
<i>Fissimentum desiccatum</i> Cranston & Nolte, 1996	18 ^A ; 22 ^B ; 25 ^A ; 29 ^D ; 29 ^E ; 31 ^F ; 34 ^A ; 36 ^A
<i>Fissimentum</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1998)	18 ^A ; 25 ^A ; 31 ^F ; 34 ^A
<i>Gillotia</i>	24 ^A
<i>Glyptotendipes</i>	26 ^B ; 31 ^E ; 37 ^A
<i>Goeldichironomus</i>	4 ^A ; 6 ^D ; 6 ^F ; 7 ^A ; 11 ^A ; 12 ^A ; 15 ^A ; 16 ^A ; 19 ^A ; 21 ^A ; 21 ^B ; 23 ^A ; 26 ^B ; 27 ^A ; 29 ^C ; 32 ^F ; 35 ^A ; 38 ^A
<i>Goeldichironomus fluctuans</i> Reiss, 1974 (?)	6 ^A
<i>Goeldichironomus gr. pictus</i>	1 ^D ; 17 ^A ; 18 ^A ; 20 ^D ; 22 ^B ; 31 ^F ; 32 ^J
<i>Goeldichironomus holoprasinus</i> (Goeldi, 1905)	6 ^A ; 6 ^B ; 6 ^C ; 22 ^B
<i>Goeldichironomus maculatus</i> Trivinho-Strixino & Strixino, 1991	1 ^B ; 13 ^A ; 14 ^A ; 29 ^E ; 31 ^B
<i>Goeldichironomus natans</i> Reiss, 1974 (?)	5 ^B ; 6 ^C ; 7 ^B
<i>Goeldichironomus neopictus</i> Trivinho-Strixino & Strixino, 1998	25 ^A ; 32 ^D ; 32 ^E ; 32 ^G ; 32 ^I
<i>Goeldichironomus pictus</i> Reiss, 1974	6 ^D ; 20 ^C ; 33 ^A
<i>Goeldichironomus pictus</i> Reiss, 1974 (?)	6 ^A
<i>Goeldichironomus serratus</i> Reiss, 1974 (?)	6 ^A ; 6 ^C ; 7 ^B
<i>Goeldichironomus xiborena</i> Reiss, 1974	3 ^A ; 5 ^B ; 6 ^B ; 22 ^B
<i>Goeldichironomus xiborena</i> Reiss, 1974 (?)	6 ^A ; 6 ^C ; 7 ^B ; 28 ^B
<i>Goeldichironomus</i> sp. 1 Albuquerque (1990)	1 ^A ; 29 ^A ; 33 ^A
<i>Goeldichironomus</i> sp. 2 Albuquerque (1990)	29 ^A ; 31 ^D
<i>Goeldichironomus</i> sp. 3 Albuquerque (1990)	1 ^A ; 29 ^A
<i>Goeldichironomus</i> sp. 2 Barros (2002)	32 ^G
<i>Goeldichironomus</i> sp. 3 Barros (2002)	32 ^G
<i>Goeldichironomus</i> sp. 1 Roque & Trivinho-Strixino (in press)	32 ^H
<i>Goeldichironomus</i> sp. 2 Roque & Trivinho-Strixino (in press)	32 ^H
<i>Goeldichironomus</i> sp. ≡ Correia (1999)	32 ^F
<i>Goeldichironomus</i> spp.	32 ^B
<i>Harnischia</i> Complex	1 ^D ; 4 ^A ; 5 ^A ; 5 ^C ; 5 ^D ; 13 ^A ; 14 ^A ; 17 ^A ; 18 ^A ; 19 ^A ; 21 ^A ; 22 ^B ; 25 ^A ; 28 ^A ; 28 ^E ; 29 ^D ; 31 ^F ; 32 ^A ; 32 ^F ; 32 ^G ; 34 ^A ; 38 ^A ; 39 ^A
<i>Harnischia</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	20 ^D ; 29 ^E
<i>Harnischia</i> sp. 2 (?)	28 ^B
<i>Harnischia</i> (?)	32 ^E
<i>Harnischia</i> G A Brandimarte (1997)	38 ^A
<i>Harnischia</i> G B Brandimarte (1997)	38 ^A
<i>Hyporhygma</i>	11 ^A
<i>Kiefferulus</i>	4 ^A ; 9 ^A ; 9 ^B ; 12 ^A ; 25 ^A ; 28 ^A ; 28 ^E ; 29 ^D ; 29 ^E ; 33 ^A ; 34 ^A ; 37 ^A
<i>Lauterboniella</i>	26 ^A ; 38 ^A
<i>Lauterboniella</i> sp. 3 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Micropsectra</i>	26 ^A ; 26 ^B ; 32 ^B
<i>Micropsectra</i> sp. 1 Albuquerque (1990)	29 ^A ; 31 ^D
<i>Micropsectra</i> sp. 2 Albuquerque (1990)	29 ^A ; 31 ^D
<i>Microtendipes</i>	26 ^A
<i>Microtendipes</i> (?) sp. 2 Albuquerque (1990)	29 ^A

<i>Nilothauma</i>	5 ^A , 5 ^B , 5 ^C , 5 ^D , 6 ^C , 6 ^F , 7 ^B , 12 ^A , 18 ^A , 21 ^A , 25 ^A , 28 ^A , 28 ^B , 29 ^C , 29 ^D , 29 ^E , 31 ^F , 33 ^A , 34 ^A
<i>Nilothauma</i> sp. 1 Albuquerque (1990)	29 ^A
<i>Nilothauma</i> sp. 2	31 ^D
<i>Nimbocera</i>	4 ^A , 5 ^A , 5 ^D , 6 ^F , 16 ^A , 19 ^A , 24 ^A , 25 ^A , 26 ^B , 28 ^A , 28 ^E , 29 ^C , 29 ^E , 35 ^A , 37 ^A
<i>Nimbocera paulensis</i> Trivinho-Strixino & Strixino, 1991	6 ^A , 6 ^C , 13 ^A , 14 ^A , 18 ^A , 18 ^B , 22 ^A , 22 ^B , 29 ^B , 29 ^D , 29 ^E , 31 ^C , 31 ^F , 32 ^E , 32 ^I , 32 ^J , 36 ^A
<i>Nimbocera rhabdomantis</i> Trivinho-Strixino & Strixino, 1991	6 ^A , 6 ^C , 7 ^B , 18 ^A , 18 ^B , 22 ^A , 22 ^B , 29 ^B , 31 ^C , 32 ^J
<i>Nimbocera</i> sp. 1 Albuquerque (1990)	1 ^A , 29 ^A , 31 ^D
<i>Nimbocera</i> sp. 2 Albuquerque (1990)	29 ^A , 31 ^D
<i>Nimbocera</i> sp. 3 Albuquerque (1990)	29 ^A
<i>Oukuriella</i>	9 ^B
<i>Parachironomus</i>	4 ^A , 5 ^D , 6 ^F , 9 ^B , 12 ^A , 13 ^A , 14 ^A , 16 ^A , 20 ^A , 24 ^A , 26 ^A , 26 ^B , 28 ^A , 29 ^A , 32 ^B , 32 ^E , 32 ^I , 32 ^J , 33 ^A , 35 ^A , 37 ^A , 38 ^A
<i>Parachironomus</i> spp.	22 ^B , 31 ^F
<i>Parachironomus</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	6 ^A , 6 ^C , 6 ^D , 28 ^C , 31 ^D
<i>Parachironomus</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	3 ^A , 6 ^A , 6 ^B , 6 ^C , 7 ^B , 28 ^B
<i>Parachironomus</i> sp. 3 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	31 ^D
<i>Parachironomus</i> sp. 4 Trivinho-Strixino et al. (1998)	3 ^A , 5 ^B , 6 ^A , 6 ^B , 6 ^C , 7 ^B , 28 ^B
<i>Parachironomus</i> sp. 5 Sonoda (1999)	28 ^C
<i>Parachironomus atroari</i> Spies, Fittkau & Reiss, 1994	28 ^C
<i>Parachironomus cayapo</i> Spies, Fittkau & Reiss, 1994	28 ^C
<i>Parachironomus guarani</i> Spies, Fittkau & Reiss, 1994	6 ^D , 28 ^C
<i>Parachironomus sublettei</i> Spies, Fittkau & Reiss, 1994	21 ^A
<i>Parachironomus supparilis</i> (Edwards, 1931)	6 ^D , 28 ^C , 32 ^H
<i>Parachironomus tirio</i> Spies, Fittkau & Reiss, 1994	28 ^C
<i>Paracladopelma</i>	37 ^A
<i>Paracladopelma</i> spp.	29 ^A
<i>Paracladopelma</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Paralauterboniella</i>	5 ^A , 5 ^D , 20 ^A , 24 ^A , 37 ^A , 38 ^A
<i>Paranilothauma reissi</i> Saponis, 1987	6 ^D , 28 ^C
<i>Paratanytarsus</i>	37 ^A
<i>Paratendipes</i>	6 ^A , 7 ^B , 38 ^A
<i>Phaenopsectra</i>	11 ^A , 19 ^A , 29 ^A , 31 ^D , 32 ^E , 32 ^I
<i>Pedionomus</i>	9 ^A , 29 ^A
<i>Polypedilum</i>	4 ^A , 5 ^C , 6 ^F , 7 ^A , 8 ^A , 11 ^A , 12 ^A , 16 ^A , 19 ^A , 20 ^A , 20 ^C , 24 ^A , 25 ^A , 26 ^A , 26 ^B , 28 ^A , 28 ^E , 29 ^C , 32 ^A , 32 ^E , 33 ^A , 35 ^A , 37 ^A , 38 ^A , 39 ^A
<i>Polypedilum</i> spp.	1 ^D , 17 ^A , 18 ^A , 22 ^B , 29 ^D , 31 ^F , 32 ^B , 32 ^C , 34 ^A , 36 ^A
<i>Polypedilum</i> sp. A Soriano (1997)	21 ^A
<i>Polypedilum</i> sp. 1 Barros (2002)	32 ^G
<i>Polypedilum</i> sp. 1 Roque & Trivinho-Strixino (in press)	32 ^H
<i>Polypedilum</i> (<i>Asheum</i>) sp.	9 ^B
<i>Polypedilum</i> (<i>Polypedilum</i>) sp.	5 ^B , 6 ^A , 6 ^B , 6 ^C , 7 ^B , 13 ^A , 14 ^A , 32 ^E , 32 ^I , 32 ^J

<i>Polypedilum (Polypedilum)</i> sp.	5 ^B ; 6 ^A ; 6 ^B ; 6 ^C ; 7 ^B ; 13 ^A ; 14 ^A ; 32 ^E ; 32 ^I ; 32 ^J
<i>Polypedilum (Pol.)</i> spp.	29 ^A
<i>Polypedilum (Pol.)</i> sp. 1 Sonoda (1999)	6 ^D ; 28 ^C
<i>Polypedilum (Pol.)</i> sp. 1 Trivinho-Srixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Polypedilum (Pol.)</i> sp. 5 Trivinho-Srixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Polypedilum (Pol.)</i> sp. 6 Trivinho-Srixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Polypedilum (Tripodura)</i>	5 ^A ; 5 ^D ; 6 ^A ; 7 ^B ; 13 ^A ; 14 ^A ; 28 ^B ; 29 ^A ; 29 ^E ; 32 ^E ; 32 ^J
<i>Polypedilum (Trip.)</i> sp. 3 Trivinho-Srixino & Strixino (1993)	31 ^D
Pseudochironomini	9 ^B
<i>Pseudochironomus</i>	14 ^A ; 31 ^F
<i>Rheotanytarsus</i>	28 ^A ; 31 ^D ; 35 ^A ; 38 ^A
<i>Riethia</i>	24 ^A
<i>Robackia</i>	38 ^A
<i>Saetheria</i>	21 ^A ; 25 ^A ; 26 ^B ; 37 ^A ; 38 ^A
<i>Stempellina</i>	5 ^A ; 5 ^C ; 5 ^D ; 18 ^A ; 26 ^A ; 28 ^A ; 29 ^D ; 29 ^E ; 31 ^D ; 34 ^A
<i>Stenochironomus</i>	5 ^B ; 7 ^B ; 11 ^A ; 19 ^A ; 22 ^B ; 26 ^B ; 29 ^A ; 29 ^D ; 29 ^E ; 31 ^D ; 32 ^B ; 32 ^G ; 33 ^A ; 38 ^A
<i>Stictochironomus</i>	38 ^A
<i>Synendotendipes</i>	32 ^E ; 32 ^I ; 32 ^J
<i>Tanytarsus</i>	4 ^A ; 5 ^A ; 5 ^C ; 5 ^D ; 6 ^F ; 9 ^A ; 9 ^B ; 12 ^A ; 14 ^A ; 19 ^A ; 20 ^A ; 24 ^A ; 25 ^A ; 26 ^A ; 26 ^B ; 28 ^A ; 28 ^E ; 29 ^C ; 29 ^E ; 31 ^E ; 32 ^E ; 32 ^I ; 32 ^J ; 33 ^A ; 35 ^A ; 37 ^A ; 38 ^A ; 39 ^A
<i>Tanytarsus</i> spp.	1 ^A ; 1 ^D ; 3 ^A ; 5 ^B ; 6 ^A ; 6 ^C ; 7 ^B ; 18 ^A ; 22 ^B ; 28 ^B ; 29 ^A ; 29 ^D ; 31 ^D ; 31 ^F ; 32 ^A ; 32 ^C ; 34 ^A ; 36 ^A
<i>Tanytarsus</i> sp. 1 Sonoda (1999)	6 ^D ; 28 ^C
<i>Tanytarsus</i> sp. 2 Sonoda (1999)	6 ^D ; 28 ^C
<i>Tanytarsus</i> sp. 3 Sonoda (1999)	28 ^C
<i>Tanytarsus</i> sp. 4 Sonoda (1999)	6 ^D ; 28 ^C
<i>Tanytarsus</i> sp. 5 Sonoda (1999)	6 ^D ; 28 ^C
<i>Tanytarsus</i> sp. 6 Sonoda (1999)	6 ^D ; 28 ^C
<i>Tanytarsus</i> sp. T Soriano (1997)	21 ^A
<i>Tanytarsus</i> sp. 3 Barros (2002)	32 ^G
<i>Tanytarsus</i> sp. 4 Barros (2002)	32 ^G
<i>Tanytarsus</i> sp. 5 Barros (2002)	32 ^G
<i>Tanytarsini</i> spp.	4 ^B
<i>Tanytarsini</i> G. A sp. Trivinho-Srixino & Strixino (1995)	4 ^A ; 6 ^F ; 10 ^A ; 22 ^B
<i>Tanytarsini</i> G. A sp. 1 Trivinho-Srixino & Strixino (1995)	6 ^A
<i>Tanytarsini</i> G. A sp. 2 Roback (1966)	3 ^A ; 5 ^B ; 6 ^A ; 6 ^B ; 6 ^C ; 7 ^B ; 31 ^D ; 32 ^E ; 33 ^A
<i>Tanytarsini</i> G. B Trivinho-Srixino & Strixino (1995)	5 ^D ; 18 ^A ; 22 ^B ; 28 ^A ; 29 ^E
<i>Tanytarsini</i> G. C Trivinho-Srixino & Strixino (1995)	5 ^A ; 5 ^D ; 6 ^A ; 6 ^C ; 6 ^F ; 7 ^B ; 22 ^B ; 29 ^D ; 29 ^E ; 31 ^F ; 36 ^A
<i>Tanytarsini</i> G. D Trivinho-Srixino & Strixino (1995)	28 ^A ; 28 ^E
<i>Tanytarsini</i> sp. Corbi (2001)	35 ^A
<i>Tanytarsini</i> Brandimarte (1997)	38 ^A
<i>Tanytarsini</i> sp. 1 Roque & Trivinho-Srixino (in press)	32 ^H

Tanytarsini sp. 2 Roque & Trivinho-Strixino (in press)	32 ^H
Tanytarsini sp. 3 Roque & Trivinho-Strixino (in press)	32 ^H
<i>Tribelos</i>	2 ^A ; 5 ^A ; 5 ^B ; 5 ^D ; 6 ^C ; 6 ^F ; 7 ^B ; 11 ^A ; 28 ^B ; 31 ^D ; 31 ^E ; 33 ^A
<i>Zavrelia</i>	9 ^A
<i>Zavreliella</i>	5 ^D ; 17 ^A ; 18 ^A ; 19 ^A ; 20 ^D ; 22 ^B ; 25 ^A ; 29 ^D ; 29 ^E ; 35 ^A
<i>Xenochironomus</i>	9 ^A ; 9 ^B ; 24 ^A ; 26 ^A ; 33 ^A
<i>Xestochironomus</i>	38 ^A
Chironomidae "X" Kuhlmann (1993)	26 ^A
Chironominae Tipo B Strixino (1973)	31 ^A
Chironominae Tipo C Strixino (1973)	31 ^A
Chironominae Tipo D Strixino (1973)	31 ^A
Chironominae Tipo E Strixino (1973)	31 ^A
Chironomini Gên. A Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	28 ^E
Chironomini G. A Soriano (1997)	21 ^A
Chironomini G. A sp. 4 Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	5 ^A ; 29 ^A
Chironomini G. X sp. Trivinho-Strixino & Strixino (1995)	5 ^D ; 22 ^B
Chironomini A Santos & Henry (2001)	37 ^A
Chironomini A Melão & Rocha (1996)	9 ^A
Chironomini B Melão & Rocha (1996)	9 ^A
Chironomini Brandimarte (1997)	38 ^A
Chironomini Tipo "T" Kuhlmann (1993)	26 ^A
Orthoclaðiinae	
<i>Corynoneura</i>	3 ^A ; 5 ^B ; 6 ^A ; 6 ^C ; 6 ^F ; 7 ^B ; 9 ^A ; 9 ^B ; 19 ^A ; 24 ^A ; 28 ^B ; 29 ^A ; 33 ^A ; 38 ^A
<i>Corynoneura</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Corynoneura</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Cricotopus</i>	2 ^A ; 3 ^A ; 5 ^A ; 5 ^B ; 5 ^D ; 6 ^A ; 6 ^C ; 6 ^F ; 7 ^B ; 9 ^A ; 9 ^B ; 11 ^A ; 14 ^A ; 24 ^A ; 28 ^B ; 28 ^E ; 29 ^A ; 29 ^C ; 29 ^E ; 31 ^F ; 32 ^B ; 32 ^E ; 32 ^H ; 32 ^I ; 32 ^J ; 33 ^A ; 35 ^A ; 38 ^A
<i>Cricotopus</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Cricotopus</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Eukiefferiella</i> (?)	1 ^A
<i>Metriocnemus</i>	6 ^A
<i>Nanocladius</i>	5 ^D ; 32 ^E ; 32 ^I ; 32 ^J ; 38 ^A
<i>Parametriocnemus</i>	33 ^A
<i>Psectrocladius</i>	32 ^B
<i>Thienemanniella</i>	1 ^A ; 2 ^A ; 5 ^D ; 32 ^E ; 32 ^I ; 35 ^A ; 38 ^A
<i>Thienemanniella</i> sp. 1 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	3 ^A ; 31 ^D
<i>Thienemanniella</i> sp. 2 Trivinho-Strixino & Strixino (1993)	31 ^D
<i>Parakiefferiella</i>	37 ^A
Orthoclaðiinae Brandimarte (1997)	38 ^A
Orthoclaðiini sp. 1 Sonoda (1999)	6 ^D ; 28 ^C
Orthoclaðiini sp. 2 Sonoda (1999)	28 ^C

Observations about the table:

Species-level entries cite the author(s) and date of the first publication. With formally named species the format is "author, year" or "(author, year)", with morphospecies etc. it is "author (year)". In genus- and higher-level entries authors' names and dates are omitted to save space.

? - The respective author was not absolutely certain of the determination.

4. References

- AFONSO, A.A.O. 2002. Relações da fauna associada à *Eichhornia azurea* (Swartz) Kunth com as variáveis abióticas em lagoas laterais de diferentes graus de conexão ao Rio Paranapanema (zona de desembocadura na Represa de Jurumirim, SP). Tese de doutorado, Universidade Estadual Paulista, Botucatu.
- ALBUQUERQUE, L.B. 1990. Entomofauna aquática do litoral de dois reservatórios da região de São Carlos. Dissertação de mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- ALVES, R.G. & STRIXINO, G. 1997. Chironomidae e Oligochaeta de uma lagoa da planície de inundação do Rio Mogi-Guaçu: Lagoa do Diogo (Estação Ecológica do Jataí, Luiz Antônio, SP). In Anais do VIII Seminário Regional de Ecologia. PPG-ERN, São Carlos, p.141-149.
- ALVES, R.G. & STRIXINO, G. 2000. Influência da variação do nível da água sobre a comunidade macrobentônica da Lagoa do Diogo (Luiz Antônio, SP). In Estação Ecológica de Jataí: estudos integrados em ecossistemas (J.E. Santos & J.S.R. Pires, ed). Rima, São Carlos, p.733-742
- ALVES, R.G. 1998. Dinâmica espaço-temporal dos macroinvertebrados bentônicos de uma lagoa marginal de drenagem. Tese de doutorado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- ANAYA, M, FAGUNDES, R.C., KUHLMANN, M.L., SHIMIZU, G.Y., TAKEDA, A.M., CASTILHO, M.S.M., KUBO, E., LEMOS, M.M.G. & SILVA, C.P.D. 1997. Variação batimétrica na estrutura da comunidade bentônica na represa de Paraibuna (SP). In Anais do VIII Seminário Regional de Ecologia. PPG-ERN, São Carlos, p.99-111.
- ARMITAGE, P.D., CRANSTON, P.S. & PINDER, L.C.V. 1995. The Chironomidae: the biology and ecology of non-biting midges. Chapman & Hall, London.
- BARROS, T. S. 2002. Exúvias de pupas de Chironomidae (Diptera) na caracterização de corpos d'água do campus e arredores da Universidade Federal de São Carlos. Relatório Parcial de Iniciação Científica, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- BEYRUTH, Z. 1989. Estudo ecológico sanitário de um lago marginal ao Rio Embu-Mirim – Itapecerica da Serra, São Paulo e ensaio sobre a possibilidade de utilização da macrófita *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms como indicadora de poluição. Dissertação de mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- BORGHOFF-GONÇALVES, C. & TRIVINHO-STRIXINO, S. 1997. Macroinvertebrados bentônicos em tanques de piscicultura. In Anais do VIII Seminário Regional de Ecologia. PPG-ERN, São Carlos, p.43-52.
- BRANDIMARTE, A.L. 1991. Macrofauna bentônica da zona litoral da Represa de Paraibuna (SP): a influência de diferentes ecossistemas terrestres perimetrais. São Paulo. Dissertação de mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- BRANDIMARTE, A.L. 1997. Impactos limnológicos da construção do reservatório de aproveitamento múltiplo do Rio Mogi-Guaçu (SP, Brasil) sobre a comunidade de invertebrados bentônicos. Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- CAMARGO, A.F.M. 1984. Aspectos ecológicos de três espécies de macrófitas aquáticas da Represa do Lobo, SP: Interações com macroinvertebrados e decomposição. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- CAMPOS, A.F. 1999. Macroinvertebrados bentônicos em viveiros de criação de peixes do Centro Nacional de Pesquisa de Peixes Tropicais- CEPTA, Pirassununga. Dissertação de mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- COFFMAN, W.P. 1995. Conclusions. In The Chironomidae: the biology and ecology of non-biting midges (P.D. Armitage, P.S. Cranston, L.C.V Pinder, eds.). Chapman & Hall, London, p.436-447.
- CORBI, J.J. & TRIVINHO-STRIXINO, S. 2002. Spatial and bathymetric distribution of the macrobenthic fauna of the Ribeirão das Anhumas reservoir (Américo brasileiro-SP, Brazil). Acta limnol. Bras. 14(1): 35-42.
- CORBI, J.J. 2001. Distribuição espacial e batimétrica dos macroinvertebrados bentônicos da represa do Ribeirão das Anhumas (Américo Brasileiro – SP). Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- CORREIA, L.C.S. & TRIVINHO-STRIXINO, S. 1998. Macroinvertebrados da rizosfera de *Scirpus cubensis* na Lagoa do Infernã (Estação Ecológica de Jataí – SP): estrutura e função. Acta limnol. Bras. 10(1): 37-47.
- CORREIA, L.C.S. & TRIVINHO-STRIXINO, S. Chironomidae (Diptera) em substratos artificiais num pequeno reservatório: Represa do Monjolinho (São Carlos, SP). Entomologia y Vectores., submitted a.
- CORREIA, L.C.S. & TRIVINHO-STRIXINO, S. Colonization of two different macrophyte debris by Chironomidae and other macroinvertebrates in an artificial lake (São Paulo-Brazil), Mem Inst Oswaldo Cruz. submitted b.
- CORREIA, L.C.S. 1996. Estrutura e função da fitofauna associada à rizosfera de *Scirpus cubensis* na lagoa do Infernã (Reserva Ecológica de Jataí - SP). Monografia de graduação, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.

- CORREIA, L.C.S. 1999. Comparação entre as assembléias de macroinvertebrados associadas a substratos naturais e artificiais na Represa do Monjolinho (São Carlos- SP). Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- CRANSTON, P.S. 1995. Medical significance. In *The Chironomidae: the biology and ecology of non-biting midges* (P.D. Armitage, P.S. Cranston, L.C.V Pinder, eds.). Chapman & Hall, London, p.365-384.
- DORNFELD, C.B. 1999. Comunidade de macroinvertebrados fitófilos associados a *Salvinia* sp. e *Myriophyllum* sp. num reservatório no Parque Ecológico Dr. Antônio Teixeira Vianna, São Carlos, SP. Monografia de graduação, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- DORNFELD, C.B. 2002. Utilização de análises limnológicas, bioensaios de toxicidade e macroinvertebrados bentônicos para o diagnóstico ambiental do reservatório de Salto Grande (Americana, SP). Dissertação de mestrado, Universidade de São Paulo, São Carlos.
- EPLER, J.H. 2001. Identification Manual for the larval Chironomidae (Diptera) of North and South Carolina. A guide to the taxonomy of the midges of the southeastern United States, including Florida. Special Publication SJ2001-SP13. North Carolina Department of Environment and Natural Resources, Raleigh, NC, and St. Johns River Water Management District, Palatka, FL. 526 pp. <http://home.earthlink.net/~johneppler/index.html>
- FERRARESE, U. 1993. Chironomids of Italian rice fields. *Netherlands Journal of Aquatic Ecology*. 26: 341-346.
- FITTKAU, E.J. 2001. Amazonian Chironomidae (Diptera, Chironomidae): a contribution to chironomid research in the Neotropics. *Amazoniana*. XVI (3/4): 313-323.
- KUHLMANN, M.L. 1993. Estudo da comunidade de invertebrados bentônicos da zona profunda da Represa de Paraíbuna (SP). Dissertação de Mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- KUHLMANN, M.L., TRUZZI, A C., JOHNSCHER-FORNASARO, G & LAMPARELLI, M.C. 1997. A fauna bentônica do Complexo Billings (SP). Relatório Técnico, CETESB, São Paulo.
- LÉO, F.C. 1999. Avaliação ambiental da represa do Monjolinho (Campus UFSCar) através dos macroinvertebrados bentônicos. Monografia de graduação, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- LEWINSOHN, T.L. & PRADO, P.I. 2003. Biodiversidade Brasileira: síntese do estado atual do conhecimento. Contexto, São Paulo.
- MELÃO, M.G.G. & ROCHA, O. 1996. Macrofauna associada a *Metania spinata* (Carter, 1881), Porifera, Metaniidae. *Acta Limnol. Bras.* 8: 59-64.
- MENDES, H.F. 2002. Rearing Tanypodinae, Telmatogetoninae and Orthocladiinae in Brazil – An empirical approach. *Chironomus newsletter*. 15: 29-32.
- MESSIAS, M.C. 2000. Sebastião José de Oliveira, uma vida dedicada ao Instituto Oswaldo Cruz. *Entomologia y Vectores*. 7(3): 239-253.
- NEW, T.R. 1998. *Invertebrate surveys for conservation*. Oxford University Press, Oxford.
- PAMPLIN, P.A.Z. 1999. Avaliação da qualidade ambiental da Represa de Americana (SP, Brasil) com ênfase no estudo da comunidade de macroinvertebrados bentônicos e parâmetros ecotoxicológicos. Dissertação de mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- PAMPLIN, P.A.Z. 2002. Estudo comparativo da estrutura da comunidade bentônica de duas represas com diferenças no grau de eutrofização. Relatório FAPESP, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- ROCHA, A.A. 1972. Estudo sobre a fauna bentônica da represa de Americana no Estado de São Paulo, Instituto de Biociências, USP. Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- RODRIGUES, M.H. 1997. Estudo da fauna de Chironomidae (Diptera) do sedimento na Represa do Beija Flor, na Estação Ecológica do Jataí, Luiz Antônio, SP. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- ROQUE, F.O. & TRIVINHO-STRIXINO, S. Enxameamento em Chironomidae (Diptera) na represa Monjolinho, São Carlos - SP. *Entomologia Y Vectores*, *submitted*.
- ROQUE, F.O. 1999. Macroinvertebrados aquáticos do Parque Estadual do Jaraguá. Relatório Técnico, Projeto BIOTA-Jaraguá, São Paulo.
- ROSENBERG, D.M. 1992. Freshwater biomonitoring and Chironomidae. *Netherlands Journal of Aquatic Ecology*. 26(2-4): 101-122.
- SANTOS, C.M. & HENRY, R. 2001. Composição, distribuição e abundância de Chironomidae (Diptera- Insecta) na Represa de Jurumirim (Rio Paranapanema- SP). *Acta Limnol. Bras.* 23(2): 99-115.
- SANTOS, C.M. 2002. Distribuição de mesoinvertebrados em um lago eutrofizado (Lago das Garças- SP) e excreção de fosfato e amônio por Chironomidae (Diptera). Tese de doutorado, Universidade Estadual Paulista, Botucatu.
- SHIMIZU, G.Y. 1978. Represa de Americana: aspectos do bentos litoral. Dissertação de mestrado, Universidade Federal de São Paulo, São Paulo.
- SHIMIZU, G.Y. 1981. Represa de Americana: um estudo da distribuição batimétrica da fauna bentônica. Tese de doutorado, Universidade Federal de São Paulo, São Paulo.

- SONODA, K.C. & TRIVINHO-STRIXINO, S. 2000. Dinâmica de emergência de Chironomidae (Diptera) da fitofauna de *Cabomba piauhyensis* Gardney, 1844, na Lagoa do Infernã (Estação Ecológica de Jataí, Luiz Antônio, SP). In Estação Ecológica de Jataí: estudos integrados em ecossistemas (J.E. Santos & J.S.R. Pires, ed). Rima, São Carlos, p.743-754.
- SONODA, K.C. 1999. Chironomidae (Diptera) da fitofauna de *Cabomba piauhyensis* Gardney 1844. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- SORIANO, A.J.S. 1997. Distribuição espacial e temporal de invertebrados bentônicos da represa de Barra Bonita (SP). Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- SPIES, M. & REISS, F. 1996. Catalog and bibliography of Neotropical and Mexican Chironomidae. Spixiana Suppl. 22: 61-119.
- STRIPARI, N.L. & HENRY, R. 2002. The invertebrate colonization during decomposition of *Eichhornia azurea* Kunth in a lateral lake in the mouth zone of Paranapanema River into Jurumirim Reservoir (São Paulo, Brazil). Braz. J. Biol. 2: 293-310.
- STRIXINO, G. & STRIXINO, S.T. 1980. Macroinvertebrados do fundo da Represa do Lobo (Estado de São Paulo – Brazil). I. Distribuição e abundância de Chironomidae e Chaoboridae (Diptera). Tropical Ecology. 21(1): 16-23.
- STRIXINO, G. & STRIXINO, S.T. 1982. Macrobentos da represa do Monjolinho (São Carlos - SP). Rev. Brasil. Biol. 42 (1): 165-170.
- STRIXINO, G. & STRIXINO, S.T. 1984. Macroinvertebrados associados a tapetes flutuantes de *Eichornia crassipes* (Mart.) Solms, de um reservatório. In Anais do IV Seminário Regional de Ecologia. PPG-ERN, São Carlos, p.375-397.
- STRIXINO, G. & TRIVINHO-STRIXINO, S. 1998. Povoamentos de Chironomidae (Diptera) em lagos artificiais. In Ecologia de Insetos Aquáticos (J.L. Nessimian & A.L. Carvalho, eds). Séries Oecologia Braziliensis, PPG-UFRJ, Rio de Janeiro. v.1, p.141-154.
- STRIXINO, G., TRIVINHO-STRIXINO, S. & ALVES, R.G. 1997. Macroinvertebrados bentônicos de lagoas marginais da planície de inundação do Rio Mogi-Guaçu (Estação Ecológica de Jataí). In Anais do VIII Seminário Regional de Ecologia. PPG-ERN, São Carlos, p.33-42.
- STRIXINO, G.M.A. 1971. Ensaio para um estudo ecológico da macrofauna do fundo da Represa de Americana (SP). Dissertação de mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- STRIXINO, G.M.A. 1973. Sobre a ecologia dos macroinvertebrados do fundo, na Represa do Lobo. Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. 1997. Nova espécie do gênero *Aedokritus* Roback, 1958 (Diptera, Chironomidae), com descrição das formas imaturas. Revta. Bras. Ent. 41(1): 13-16.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & SANSEVERINO, A.M. 2003. *Tanytarsus rhabdomantis*: New combination for *Nimbocera rhabdomantis* Trivinho-Strixino & Strixino, 1991 (Diptera, Chironomidae). Zootaxa 389: 1-10.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 1991a. Nova espécie de *Goeldichironomus* Fittkau (Diptera, Chironomidae) do Brasil. Revta. Bras. Ent. 35(3): 593-602.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 1991b. Duas novas espécies de *Nimbocera* Reiss (Diptera, Chironomidae) do Estado de São Paulo, Brasil. Revta. bras. Ent. 35(1): 173-178.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 1993. Estrutura da comunidade de insetos aquáticos associados a *Pontederia lanceolata* Nuttall. Rev. Brasil. Biol. 53(1): 103-111.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 1995. Larvas de Chironomidae (Diptera) do Estado de São Paulo: Guia de Identificação e diagnose de gêneros. PPG-ERN/UFSCar, São Carlos.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 1998a. Chironomidae (Diptera) associados a troncos de árvores submersos. Revta. bras. Ent. 41(2-4): 173-178.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 1998b. *Goeldichironomus neopictus*, a new species from the southeast of Brazil: description and bionomic information. Spixiana. 21(3): 271-278.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 1999. Insetos dípteros: quironomídeos. In Biodiversidade do Estado de São Paulo: Invertebrados de água doce (Ismael et al., eds.). FAPESP, São Paulo, p.141-148.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 2000a. Two new species of *Beardius* Reiss et Sublette, 1985 (Diptera, Chironomidae) from Southeastern Brazil. In Late 20th Century Research on Chironomidae: an Anthology from the 13th International Symposium on Chironomidae (O. Hoffrichter, ed). Aachen: Shaker, Freiburg, p.245-250.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 2000b. A new species of *Caladomyia* Säwedall, 1981, with description of the female and immature stages. Spixiana 23 (2): 167-173.
- TRIVINHO-STRIXINO, S. & STRIXINO, G. 2003. The immature stages of two *Caladomyia* Säwedall, 1981 species, from São Paulo State, Brazil (Chironomidae, Chironominae, Tanytarsini). Revta. Bras. Ent. 47(4): 597-602.

- TRIVINHO-STRIXINO, S., CORREIA, L.C.S. & SONODA, K. 2000. Phytophilous Chironomidae (Diptera) and other macroinvertebrates in the ox-bow Infernão Lake (Jataí Ecological Station, Luiz Antônio, SP, Brazil). *Rev. Brasil. Biol.* 60(3): 527-535.
- TRIVINHO-STRIXINO, S., GESSNER, F.A. & CORREIA, L.C.S. 1998. Macroinvertebrados associados a macrófitas aquáticas das lagoas marginais da Estação Ecológica de Jataí (Luiz Antônio –SP). In *Anais do VIII Seminário Regional de Ecologia*. PPG-ERN, São Carlos, p.1189-1198.
- VALENTI, W.C. & FROEHLICH, O. 1986. Estudo da diversidade da taxocenose de Chironomidae dez Reservatórios do Estado de São Paulo. *Ciência e Cultura*. 38(4): 703-707.
- WALKER, I.R. 1995. Chironomids as indicators of past environmental change. In *The Chironomidae: the biology and ecology of non-biting midges* (P.D. Armitage, P.S. Cranston & L.C.V. Pinder, eds). Chapman & Hall, London, p.405-422.

Title: A Review Of Chironomidae Studies In Lentic Systems In The State Of São Paulo, Brazil

Authors: Fábio de Oliveira Roque; Leny Célia da Silva Correia; Susana Trivinho-Strixino; Giovanni Strixino

Biota Neotropica, Vol. 4(number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+BN03104022004>

Date Received 05/20/2003

Revised 07/19/2003

Accepted 08/01/2003

ISSN 1676-0611

ASPECTOS MACROSCÓPICOS E MORFOMÉTRICOS DOS TESTÍCULOS EM CATETOS E QUEIXADAS

Jussara Barreira Sonner¹; Maria Angélica Miglino²; Tatiana Carlesso dos Santos³; Roberto Carvalhal⁵; Antônio Chaves de Assis Neto⁴; Carlos Eduardo Bezerra de Moura²; Moacir Franco de Oliveira⁶.

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03004022004>

Recebido em: 08/03/2004 - Revisado em: 29/07/2004 - Publicado em: 10/08/2004

¹ Graduanda em Medicina Veterinária da Universidade de Guarulhos, Guarulhos, SP. Iniciação Científica vinculada ao Projeto BIOTA/FAPESP. ² Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, USP, SP. ³ Centro Regional Universitário de Espírito Santo do Pinhal, SP. ⁴ Faculdade de Zootecnia, UNESP, Unidade Diferenciada de Dracena, SP. ⁵ Medicina Veterinária, UNESP, Campus Araçatuba, SP. ⁶ Escola Superior de Agricultura de Mossoró, Mossoró, RN.
Correspondência para: Profa. Dra. Maria Angelica Miglino, Av. Prof. Dr. Orlando Marques de Paiva, 87, Cidade Universitária Armando de Salles Oliveira, 05508-000 miglino@usp.br

Abstract

Macroscopic and morphometric features of testicles in collared peccary and white-lipped peccary.

This work aims to describe the morphometrical aspects on the testicles of the collared peccary and white-lipped peccary. The material derived from the Devaneio Pro-Fauna Farm, Iguape, SP (Reg.1/3593/08480). From 33 white-lipped peccary and 20 collared peccary after the slaughter, the testicles were removed and morphometric information was taken like: length, width and thickness (with the help of a pachymeter). Testicles are oval shaped, located into the pelvic region, laying dorso-caudally and they have intermediary position. The *mediastinum testis* is in the center of the testis and ends on the capitata extremity. The adult white-lipped peccary has 30.92 ± 3.82 kg in average and 78.89 ± 4.77 cm of length and the young has 22.93 ± 2.07 kg and 71.57 ± 3.95 cm of length. Results obtained show that in the adult white-lipped peccary group, the right testicle measured, in average, length, width and thickness of 5.36 ± 0.64 cm, 3.64 ± 0.64 cm and 3.30 ± 0.52 cm respectively while the left testicles measured, in average, 5.45 ± 0.77 cm, 3.68 ± 0.59 cm and 3.32 ± 0.54 cm. In the young group the testis measured in average 3.20 ± 0.44 cm, 2.12 ± 0.26 cm and 2.11 ± 0.40 cm, to right testis and 3.23 ± 0.47 cm, 2.21 ± 0.39 cm and 1.99 ± 0.36 cm, to left testis, to length, width and thickness, respectively. As per the collared peccary, the right testicles measured, in average, 4.36 ± 0.38 cm; 2.74 ± 0.27 cm and 2.33 ± 0.46 cm respectively for length, width and thickness, when for the left ones measures were 4.19 ± 0.36 cm, 2.68 ± 0.31 cm and 2.34 ± 0.28 cm. The data does not have significative difference ($p < 0.05$) between right and left testicular measurements using the Qui-square test.

Key words: collared peccary, white-lipped peccary, testicles, genitals, Tayassu.

Resumo

Aspectos macroscópicos e morfométricos dos testículos em catetos e queixadas.

Este trabalho objetiva fornecer dados macroscópicos e morfométricos dos testículos dos catetos e queixadas. O material utilizado consistiu de catetos e queixadas oriundos da Fazenda Devaneio Pró-Fauna, Iguape, SP (Reg.1/3593/08480). Em 33 queixadas e 20 catetos, após o abate, os testículos foram colhidos e tomados dados morfométricos como: comprimento, largura e espessura (com o auxílio de um paquímetro). Os testículos são ovalados, localizados na região pélvica, inclinados dorso-caudalmente e possuem posição intermediária. O mediastino testicular esta no centro do testículo, ligeiramente desviado para a margem epididimária deste, e termina na extremidade capitata. Os queixadas adultos possuem em média $30,92 \pm 3,82$ kg de peso corporal e $78,89 \pm 4,77$ cm de comprimento corporal, enquanto os jovens apresentam $22,93 \pm 2,07$ kg e $71,57 \pm 3,95$ cm de comprimento. Os resultados demonstram que no grupo de queixadas adultos estudado o testículo direito teve comprimento, largura e espessura médios de $5,36 \pm 0,64$ cm; $3,64 \pm 0,64$ cm e $3,30 \pm 0,52$ cm respectivamente, enquanto que o esquerdo teve $5,45 \pm 0,77$ cm; $3,68 \pm 0,59$ cm e $3,32 \pm 0,54$ cm. Nos queixadas jovens os valores encontrados foram de $3,20 \pm 0,44$ cm, $2,12 \pm 0,26$ cm e $2,11 \pm 0,40$ cm, e de $3,23 \pm 0,47$ cm; $2,21 \pm 0,39$ cm e $1,99 \pm 0,36$ cm, para a largura, comprimento e espessura dos testículos direito e esquerdo respectivamente. Já para os catetos o testículo direito teve comprimento, largura e espessura de $4,36 \pm 0,38$ cm; $2,74 \pm 0,27$ cm e $2,33$ 0,46cm respectivamente, enquanto que o esquerdo teve $4,19 \pm 0,36$ cm; $2,68 \pm 0,31$ cm e $2,34 \pm 0,28$ cm. Os dados analisados não tiveram diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os valores encontrados para os testículos direito e esquerdo pelo testes de Qui-dradado.

Palavras-chave: cateto, queixada, testículo, genital, Tayassu.

1. Introdução

O cateto (*Tayassu tajacu* Linnaeus, 1758) e o queixada (*Tayassu pecari* Link, 1795) são conhecidos popularmente como porcos-do-mato e distribuem-se desde o sul dos Estados Unidos da América até o sul da Argentina. Ambos pertencem à ordem Artiodáctila, à Sub-ordem Nonruminantia, Superfamília Suoidea e à Família *Tayassuidae* (Schmidt 1988, Nowak 1991). Compõe ainda essa família um segundo gênero, o *Catagonus wagneri* Rusconi 1930, considerado extinto até recentemente quando uma população foi redescoberta na região conhecida como Grande Chaco, no Paraguai (Vaughan 1978).

O cateto possui pelagem cinza escuro e caracteriza-se pela presença de uma faixa de pêlos brancos ao redor do pescoço. O comprimento corporal varia de 75 a 100 cm e o peso corporal de 14 a 30 kg. Já o queixada é proporcionalmente maior que o cateto, possuindo comprimento corporal de 95 a 110 cm e peso de 31 a 43 kg. Caracteriza-se pela presença de pêlos esbranquiçados na região submandibular e no início do pescoço (Nowak 1991).

A fisiologia reprodutiva do cateto e do queixada é semelhante àquela dos suínos domésticos. Estes se acasalam durante todas as épocas do ano e normalmente nascem de 2 a 3 filhotes, em cada gestação. Tanto o cateto quanto o queixada atingem maturidade sexual com 10 meses de idade (Sowls 1984, Sowls 1961 e Wislocki 1931).

Hellgren et al. (1989) citam que as concentrações séricas de testosterona e as mensurações testiculares de catetos machos adultos variam em uma baixa amplitude no modelo circanual, com médias máximas de concentração de testosterona no outono e inverno (1150-1400pg/ml), no entanto, as características do sêmen não apresentam essas variações.

O comportamento reprodutivo destes animais por muito tempo foi desconhecido. A criação desses animais em cativeiro possibilitou observações a respeito da época de nascimento, comprimento e frequência do ciclo estral, período de gestação e idade de nascimento. Esses dados indicaram um alto potencial na capacidade reprodutiva das espécies (Sowls 1961).

Aliado ao surgimento de dados que permitem a criação destes animais, o aumento do consumo de carnes de animais silvestres vem estimulando o surgimento de criatórios que visam a exploração zootécnica destas espécies. Como o caso do Centro de Multiplicação de Animais Silvestres-Mossoró, RN, onde os animais são criados para fins de pesquisa. Neste centro observou-se, por exemplo, que uma relação de 3 machos para nove fêmeas, mostram melhor rendimento reprodutivos (Oliveira et al. 2001).

A presente pesquisa fundamenta-se na necessidade de informações que possam subsidiar outras, principalmente na área de reprodução animal, com o objetivo de preservação das espécies e aproveitamento controlado e racional das

mesmas.

2. Material e Método

O material obtido consistiu-se de 20 catetos e 33 queixadas machos, abatidos na Fazenda Devaneio-Pró-Fauna, Iguape-SP (registro 1/3593/08480), os quais foram oriundos de diferentes criatórios.

Após o abate, os testículos foram colhidos e tomados dados morfométricos como: comprimento (da extremidade capitata a extremidade caudata), largura (da margem livre a margem epididimária) e espessura (da face lateral a face medial do testículo), com auxílio de um paquímetro. Particularmente nos queixadas, além dos dados biométricos referentes aos testículos, mensurou-se o comprimento corporal (da articulação atlanto-occipital à base da cauda) e o peso corporal dos animais.

Os testículos foram então fixados em solução de formalina a 10% e posteriormente dissecados para descrição macroscópica. Para a análise histológica, colheram-se fragmentos de 05 catetos e 8 queixadas (04 adultos e 04 jovens), os quais foram fixados em formalina 10% e processados na rotina histológica, corando-se as lâminas obtidas em HE e tricrômio de Masson.

Os dados obtidos dos queixadas abatidos (novembro de 2001 e abril de 2003) foram separados em animais adultos e jovens, e o critério utilizado para tal foi o comprimento dos testículos. Animais que apresentaram testículos com comprimento maior que 4 cm foram considerados adultos e animais com testículos menores que 4 cm foram considerados jovens. A comprovação deste dois grupos foi obtida pela análise dos resultados histológicos em que se avaliou a formação dos túbulos seminíferos. Os catetos (novembro de 2001) cujos dados biométricos foram analisados eram todos adultos.

As descrições sobre a posição anatômica dos testículos nos catetos e queixadas foram realizadas por observações a campo e confirmadas pela dissecação de 02 animais fixados em formalina 10%, animais estes pertencentes ao acervo de peças anatômicas do Laboratório de Anatomia dos Animais Domésticos e Silvestres, da FMVZ-USP.

Os dados biométricos obtidos, tanto em catetos quanto em queixadas, foram analisados estatisticamente pelo programa BIO ESTAT 3.0 (Ayres et al., 2003).

Todos os procedimentos realizados foram documentados por fotografias, fotomicrografias e os termos adotados estão baseados na Nomina Anatomica Veterinaria (International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature 1994).

3. Resultados

3.1 Aspectos morfológicos dos testículos

Os catetos e os queixadas são suiformes e possuem morfologia reprodutiva semelhante ao dos demais suídeos. Nos pecaris o escroto localiza-se ventralmente ao ânus, projetando-se na superfície corporal, contornando os órgãos que contém, testículos e epidídimos (Fig. 1). A pele do escroto apresenta pigmentação, como no restante do corpo, porém está desprovida dos pêlos típicos dos Tayassuideos, caracteristicamente longos e espessos, possuindo apenas alguns pêlos mais delicados.

Quando o animal jovens é suspenso pelos membros pélvicos, os testículos “desaparecem” sob a pele e sua identificação é possível pela palpação e pela pele modificada do escroto. Esta característica é tão mais evidente quanto mais jovem for o animal.

Em estação, os testículos projetam-se caudalmente na superfície corporal, são facilmente distinguíveis sob o escroto e a rafe testicular é profunda, separando o escroto em duas lojas testiculares bem pronunciadas (Fig. 1).

O escroto contendo os testículos nos pecaris está localizado na região pélvica e possui posição intermediária (entre a perineal e a inguinal), de modo que o eixo maior dos testículos inclina-se dorso-caudalmente. Desta forma a extremidade capitata dos testículos, juntamente com a cabeça do epidídimo, localiza-se ventro-cranialmente e a extremidade caudata dos testículos, juntamente com a cauda do epidídimo, posiciona-se dorso-caudalmente em relação ao corpo do animal (Fig. 2).

Os testículos dos pecaris encontram-se envoltos por uma fâscia espermática fibrosa, extremamente resistente, possuem forma ovalada, com duas margens e duas extremidades e são achatados latero-lateralmente. A margem livre dos testículos volta-se lateralmente, enquanto a epididimária mantém relações com o epidídimo medialmente. Os testículos possuem ainda duas extremidades a capitata, onde se inicia o epidídimo, e a caudata, onde o epidídimo origina o ducto deferente. Na extremidade capitata do testículo encontra-se o funículo espermático (Fig. 3a), que por sua vez contém as estruturas que se destinam (artérias) e que partem (ducto deferente, veias, linfáticos) do epidídimo e do testículo, além dos nervos, do músculo cremáster e da túnica vaginal. Nos animais estudados o m. cremáster é desenvolvido, originando-se de feixes de músculos abdominais (Fig. 2).

Ao abrir a fâscia espermática encontramos os testículos revestidos pela túnica albugínea (cápsula), que esta recoberta externamente pela lâmina visceral da túnica vaginal. A túnica albugínea consiste de uma espessa camada de tecido conjuntivo denso modelado, rica em fibras colágenas arranjadas circularmente em relação ao eixo maior dos testículos, e por um estrato vascular, com vasos sanguíneos flexuosos provenientes da artéria testicular, os quais nos catetos e queixadas analisados dispõem-se na

região mais próxima ao parênquima testicular (Fig. 3b).

No pólo cranial do testículo a túnica albugínea é contínua com o tecido conjuntivo frouxo do mediastino testicular, o qual envolve a rede testicular. A partir da abugínea partem septos de tecido conjuntivo em direção ao centro do testículo (Fig. 3c, 3d), dividindo o parênquima testicular em lóbulos testiculares, os quais encontram-se preenchidos pelo parênquima testicular. Estes septos fornecem ao testículo um arcabouço fibroso para sustentação dos túbulos seminíferos e ductos.

Na região esbranquiçada do mediastino testicular encontramos a rede testicular, que por sua vez é axial e esta orientada em direção a extremidade capitata do testículo. Tanto no cateto quanto no queixada a rede testicular localiza-se na região central do órgão, posiciona-se mais próxima a margem epididimária e ocupa cerca de dois terços do comprimento do testículo (Fig. 3c, 3d).

Quando se analisa os testículos macroscopicamente é possível observar a natureza enovelada dos túbulos seminíferos, os quais se direcionam para o mediastino (Fig. 4a e 4b). A análise histológica dos dois grupos de queixadas, separados em função do comprimento testicular, confirmou que animais com testículos cujo comprimento testicular é menor que 4 cm apresentam morfologia distinta daqueles com testículos maiores que 4 cm, diferenciando-os entre adultos e jovens.

Histologicamente o parênquima testicular dos catetos e queixadas está constituído por um compartimento tubular, onde encontram-se os túbulos seminíferos nos animais adultos e os cordões testiculares nos animais jovens impúberes (Fig. 4c e 4d), e por compartimento intertubular, onde se encontram as células de Leydig, tecido conjuntivo e vasos sanguíneos. Os túbulos seminíferos dos catetos e queixadas tornam-se menos contorcidos a medida que se aproximam do mediastino testicular, assumem um trajeto quase reto e continuam-se pelos túbulos retos, na rede testicular.

Nos testículos daqueles queixadas considerados jovens, possivelmente em período impúbere, os túbulos seminíferos ainda não estão formados e em seu lugar há cordões testiculares, caracterizados pela ausência de luz no tubo e duas populações celulares, os gonócitos e as células de suporte.

Os jovens possuem ainda muito mais tecido intercordonal que nos adultos, com grande concentração de células de Leydig. Apesar da relação entre estas duas regiões não ter sido estabelecida por meio de uma análise histométrica do parênquima testicular, a diferença é facilmente observável quando se compara qualitativamente os cortes histológicos de ambas as idades reprodutivas sugeridas (Fig. 4c, 4d).

As células de Leydig distinguem-se facilmente das demais células encontradas no conjuntivo frouxo da região

Figura 01 – Fotografias de queixadas (1a e 1b) e catetos (1c e 1d) evidenciando a posição dos testículos, os quais se encontram dentro do escroto (E). Notar a rafe testicular pronunciada (seta).



Figura 02 – Fotografia de queixada adulto fixado em formol, dissecado pela face lateral esquerda (membro pélvico esquerdo retirado) para visualização dos órgãos genitais. Notar a posição perineal e inclinada dos testículos (T) e a formação do músculo cremâster (MC) a partir de músculo abdominal. Ab – abdome, L – linfonodo, P – pelve.

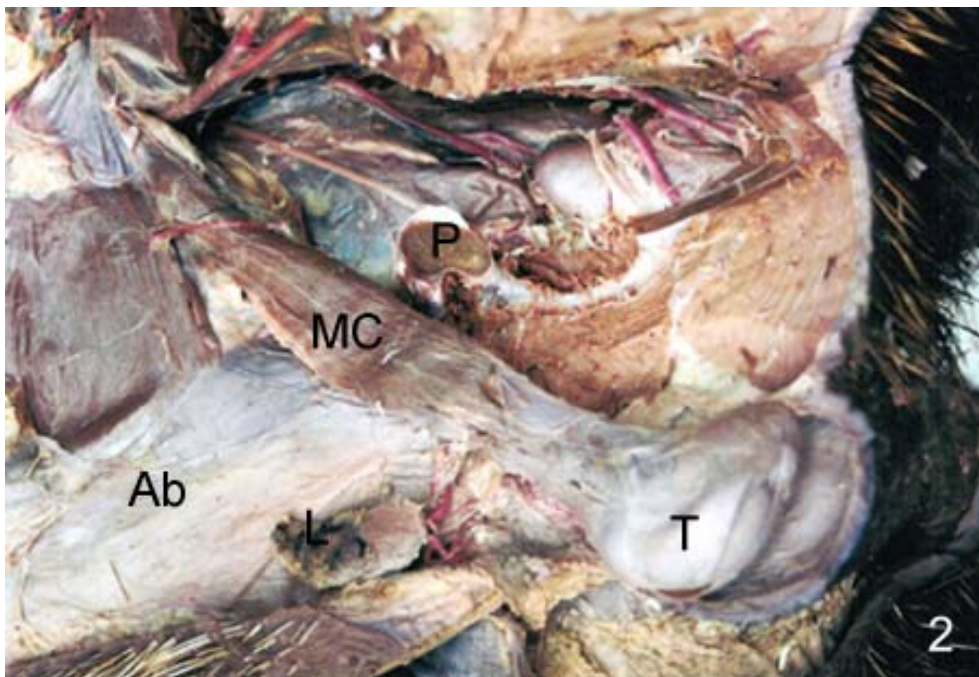


Figura 03 – a, c, d) Fotografias de testículos de queixada adulta vistos lateralmente (3a), em corte transversal (3c) e longitudinal (3d). Observar a relação do testículo (T) com o epididimo (EP) e com o funículo espermático (FE). A túnica albugínea ou cápsula testicular (C) envia septos (S) para o parênquima do testículo, dividindo-o em lóbulos (L) e o mediastino testicular (M) dirige-se ao pólo cranial do testículo (*). b) Fotomicrografia de corte histológico de testículo de queixada jovem evidenciando a túnica albugínea. Notar a disposição do tecido conjuntivo denso modelado (TC) e do estrato vascular (V). Paraplast, HE.

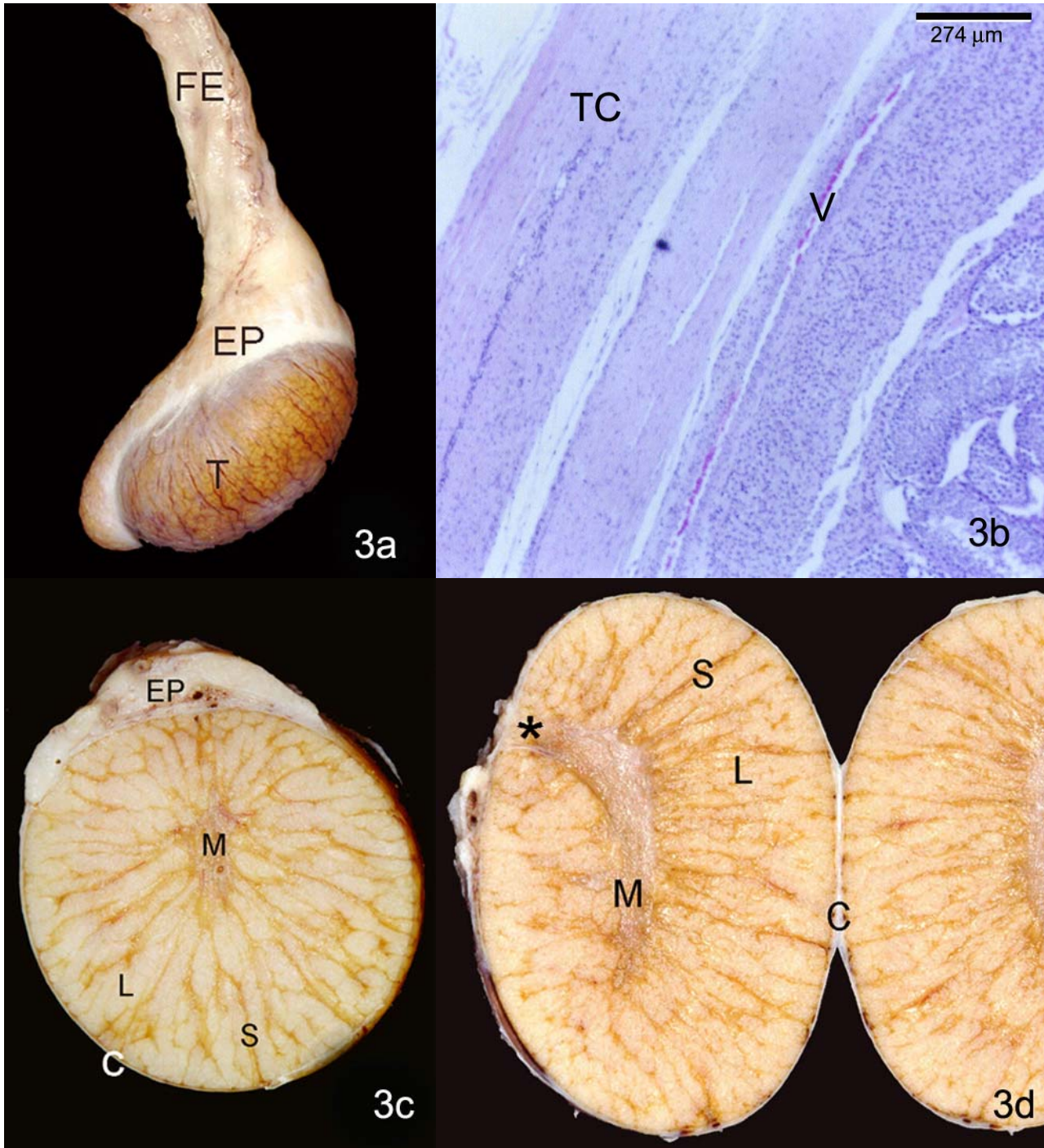


Figura 04. a-b) Fotografias de testículo de queixada adulto fixado em formol, demonstrando a formação enovelada dos túbulos seminíferos (TS) encaminhando-se para os túbulos retos da rede testicular (RT), localizados no mediastino testicular. c-d) Fotomicrografias de parênquima testicular de queixada adulto (4c) e jovem (4d). No adulto evidencia-se o epitélio germinativo desenvolvido com espermatogônias (Eg), espermatócitos em fase de paquíteno (P), espermátides arredondadas (E), espermátides alongadas (Es) voltadas para a luz (L), e no jovem os cordões testiculares não luminados (TS) e grande quantidade de células de Leydig (Le) no tecido intersticial. e-f) Fotomicrografias de parênquima testicular de cateto adulto. Os túbulos seminíferos (TS) desembocam nos túbulos retos (TR), os quais estão revestidos por um epitélio cúbico (seta). Paraplast, HE (c,d,e) e tricrômio de Masson (f).

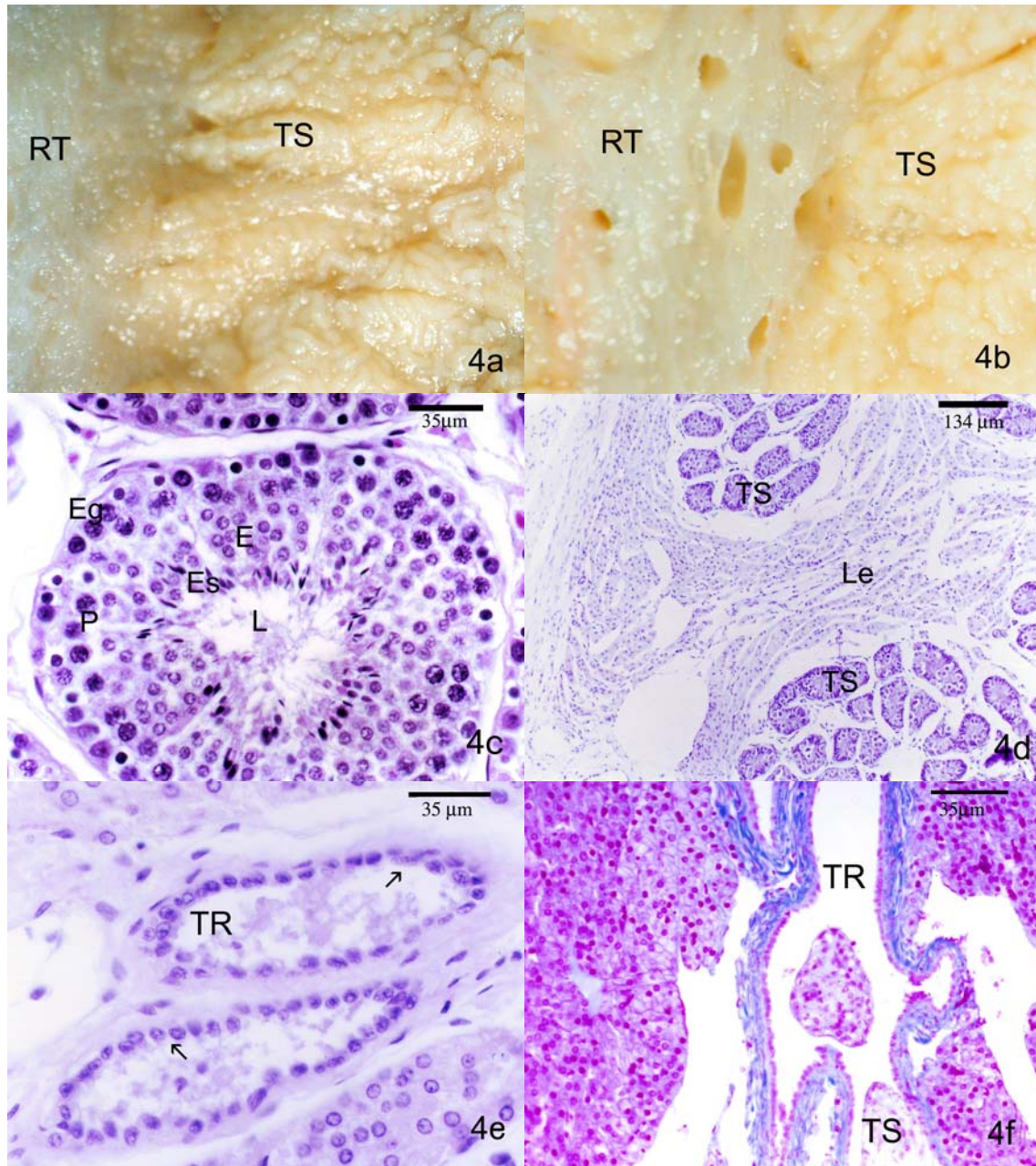


Tabela 01 – Valores referentes ao comprimento e peso corporais de 07 queixadas jovens e 18 adultos. Iguape, SP, 2004.

Sumário estatístico	jovens		adultos	
	Peso	Comprimento	Peso	Comprimento
Média	22,93 ± 2,07	71,57 ± 3,95	30,92 ± 3,82	78,89 ± 4,77
Mediana	23,00	72,00	31,75	78,00
Mínimo	20,00	67,00	24,00	73,00
Máximo	25,00	78,00	37,00	77,00
Variância	4,2857	15,6190	14,6544	22,8105

Tabela 02 – Dados biométricos referentes ao comprimento, largura e espessura do testículo de 11 queixadas jovens. Iguape –SP, 2004.

Sumário estatístico	Testículo direito			Testículo esquerdo		
	comprimento	largura	espessura	comprimento	largura	espessura
Média	3,20 ± 0,44	2,12 ± 0,26	2,11 ± 0,40	3,23 ± 0,47	2,21 ± 0,39	1,99 ± 0,36
Mediana	3,20	2,00	2,10	3,10	2,30	1,90
Mínimo	2,50	1,80	1,60	4,00	2,80	2,70
Máximo	3,90	2,70	2,80	2,50	1,60	1,50
Variância	0,1940	0,0676	0,1649	0,2262	0,1549	0,1329

Tabela 03 – Dados biométricos referentes ao comprimento, largura e espessura do testículo de 21 queixadas adultos. Iguape, SP, 2004.

Sumário estatístico	Testículo direito			Testículo esquerdo		
	comprimento	largura	espessura	comprimento	largura	espessura
Média	5,36 ± 0,64	3,64 ± 0,64	3,30 ± 0,52	5,45 ± 0,77	3,68 ± 0,59	3,32 ± 0,54
Mediana	5,4	3,8	3,3	5,5	3,6	3,3
Mínimo	4,2	2	1,8	3,8	2,4	1,9
Máximo	6,3	4,5	4,4	6,5	4,5	4,4
Variância	0,4175	0,4105	0,2710	0,6076	0,3599	0,2929

Tabela 04 – Dados biométricos referentes ao comprimento, largura e espessura dos testículos de 20 catetos adultos. Iguape – SP, 2004.

	Testículo Direito			Testículo Esquerdo		
	Comprimento	Largura	Espessura	Comprimento	Largura	Espessura
Média	4,36 ± 0,38	2,74 ± 0,27	2,33 ± 0,46	4,19 ± 0,36	2,68 ± 0,31	2,34 ± 0,28
Mediana	4,4	2,75	2,3	4,25	2,8	2,35
Mínimo	3,7	2,0	1,9	3,2	1,9	1,8
Máximo	5,0	3,2	2,8	5,2	3,2	2,8
Variância	0.1498	0.0761	0.0412	0.2167	0.1329	0.0795

intertubular pelo formato normalmente triangular ou poliédrico, e pelo grande núcleo arredondado, com cromatina frouxa. Observaram-se ainda vacúolos no citoplasma altamente eosinófilo sugestivos de acúmulos lipídicos.

Nos adultos os túbulos seminíferos dos machos consistem em uma túnica de tecido conjuntivo, uma lâmina basal e uma camada interna formada por um epitélio germinativo ou seminífero. Este apresenta células em diferentes graus de associação celular e próximo a lâmina basal encontram-se células isoladas de sustentação, denominadas de células de Sertoli.

No epitélio germinativo as espermatogônias são facilmente reconhecidas pelo grande citoplasma e núcleo. Já as espermátides possuem núcleos menores, mais condensados e menos granulados e os espermatozoides possuem forma alongada e núcleo condensado e estão localizados na luz do túbulo seminífero (Fig. 4d).

Os túbulos seminíferos desembocam nos túbulos retos, os quais se anastomosam em rede na rede testicular. Os túbulos retos estão revestidos por epitélio cúbico simples (Fig. 4e, 4f), com células mióides ao seu redor e encontram-se entremeados por tecido conjuntivo frouxo, ricamente vascularizado. A rede testicular une-se ao epidídimo através dos ductos eferentes dispostos na extremidade capitata do testículo.

3.2 Aspectos morfométricos dos testículos

Os dados referentes aos queixadas foram agrupados em função do tamanho testicular, e as informações colhidas de todos os abates foram divididas em animais considerados adultos (21 animais) e animais considerados jovens (11 animais).

Com relação aos dados biométricos referentes a peso e comprimento corporal médios, os queixadas jovens apresentaram $22,93 \pm 2,07$ kg e $71,57 \pm 3,95$ cm, e os adultos $30,92 \pm 3,82$ kg e $78,89 \pm 4,77$ cm, respectivamente (Tab. 01).

Os queixadas jovens apresentaram dados biométricos médios para o comprimento, largura e diâmetro do testículo direito de $3,20 \pm 0,44$ cm, $2,12 \pm 0,26$ cm e $2,11 \pm 0,40$ cm, respectivamente, enquanto o esquerdo teve $3,23 \pm 0,47$ cm; $2,21 \pm 0,39$ cm e $1,99 \pm 0,36$ cm, respectivamente (Tab. 2).

Já no grupo de queixadas adultos o testículo direito apresentou valores médios para comprimento, largura e diâmetro de $5,36 \pm 0,64$ cm; $3,64 \pm 0,64$ cm e $3,30 \pm 0,52$ cm e para o testículo esquerdo de $5,45 \pm 0,77$ cm; $3,68 \pm 0,59$ cm e $3,32 \pm 0,54$ cm, respectivamente (Tab. 3).

Os catetos analisados apresentaram testículo direito com $4,36 \pm 0,38$ cm; $2,74 \pm 0,27$ cm e $2,33 \pm 0,46$ cm e testículo esquerdo com $4,19 \pm 0,36$ cm; $2,68 \pm 0,31$ cm e $2,34 \pm 0,28$ cm para comprimento, largura e espessura, respectivamente (Tab 4).

O teste de correlação de Pearson (r) aplicado aos

dados biométricos obtidos nos catetos e queixadas demonstrou haver correlação:

· alta e positiva: entre o comprimento dos testículos direito e esquerdo ($r=0,80$ para queixadas adultos, $r=0,95$ para queixadas jovens),

· média e positiva: entre o comprimento dos testículos direito e esquerdo ($r=0,66$ catetos adultos), entre o comprimento corporal e o comprimento dos testículos direito ($r=0,34$) e esquerdo ($r=0,33$) em queixadas jovens.

· baixa e negativa: entre o comprimento corporal e comprimento dos testículos direito ($r=-0,24$) e esquerdo ($r=-0,33$) para queixadas adultos,

Os testes de Qui-quadrado não mostram diferenças significativas ($p<0,05$) quando comparados os valores encontrados nos testículos direito e esquerdo dos queixadas jovens, adultos e catetos, entre os parâmetros comprimento, largura e espessura dos testículos.

4. Discussão

Apesar dos catetos e queixadas serem mencionados muitas vezes como porcos-do-mato ou porcos selvagens (wild pigs) eles não são suínos verdadeiros, mas sim possuem um ancestral comum com estes, colocando-os lado a lado na Superfamília Suoidea (Carroll 1988, SOWLS 1984). As estimativas baseadas em seqüências de DNA do citocromo mitocondrial b sugerem que estas duas famílias, Suidae e Tayassuidae, divergiram uma da outra a mais ou menos 33-37 milhões de anos atrás e que há fortes indícios de que o cateto e o queixada pertençam a gêneros diferentes (Theimer & Keim, 1998).

Com algumas espécies já extintas e três vivendo nos dias atuais os tayassuideos mantiveram muitas semelhanças com os suínos do velho mundo ao longo dos processos evolutivos. Particularmente sobre o trato reprodutor Low (1970) comenta que nos machos há muita similaridade entre os catetos e os suínos domésticos. Já nas fêmeas Wislocki (1931) e Santos et al. (1999) citam que os órgãos reprodutivos possuem diferenças quando se comparam as espécies.

Os catetos ($2n=30$) e os queixadas ($2n=26$) podem produzir híbridos ($2n=28$), no entanto estes são inférteis e nos machos, por exemplo, há formação dos túbulos seminíferos, os machos possuem libido mas são completamente inférteis (Andrea et al. 2001).

Nos animais estudados o escroto contendo os testículos possui posição intermediária e desta forma posiciona-se mais ventralmente que nos suínos domésticos (Barone 1990, Dyce et al. 1997). Este fato pode ser justificado pela grande curvatura dorsal que a coluna vertebral destes animais apresenta, posicionando o próprio ânus em uma situação mais ventral. Esta posição permite que o eixo maior do testículo incline-se, e assim também é nos suínos.

As descrições macroscópicas de forma e posição realizadas nos catetos conferem com aquelas descritas anteriormente por Sowls (1984) e Carvalho et al. (2000) e não há citações da morfologia nos queixadas que possam ser analisadas.

Particularmente nos catetos (Machado et al. 1997), descreve-se que o músculo cremâster termina na fáscia espermática, bem junto a extremidade capitata (55%) ou estende-se até o nível do corpo do epidídimo (45%). Os mesmos autores citam que os feixes musculares junto a fáscia espermática são de natureza estriada esquelética, dispondo-se ora longitudinalmente e em ligeira espiral, ora claramente transversais, independentes do músculo cremâster.

O desenvolvido músculo cremâster encontrado nos tayassuideos estudados provavelmente está relacionado com a termorregulação nas espécies, uma vez que a função deste é aproximar os testículos do corpo para manter, ou permitir diferenças na temperatura destes.

Outra estrutura testicular envolvida na termorregulação é a túnica albugínea (Setchell et al. 1994). Em alguns animais cita-se a presença de fibras musculares lisas dispostas por entre as fibras colágenas, como por exemplo nos suínos, eqüinos e ovinos (Chacon-Arellano & Woolley 1980), porém pelas técnicas utilizadas neste estudo não nos foi possível identificá-las na albugínea de catetos e queixadas.

Segundo Setchell et al. (1994), as características estruturais da albugínea permitem que esta participe no transporte dos espermatozóides pelo seu provável papel na manutenção da pressão intersticial dentro do testículo. Os autores sugerem também um papel sobre o controle do fluxo sanguíneo testicular, uma vez que a artéria testicular e seus ramos mantêm relação com a albugínea no estrato vascular.

A disposição profunda do estrato vascular encontrada neste trabalho nos catetos e queixadas também é descrita em garanhões e varrões, enquanto que em cães e carneiros este estrato é superficial (Banks 1992). A disposição dos vasos superficialmente ao testículo são mecanismos envolvidos na termorregulação testicular por promoverem possibilidades de trocas de temperatura sanguínea.

Com relação a disposição intraparenquimal da rede testicular, Setchell (1970), comenta que nos mamíferos prevalecem dois tipos: o superficial e o axial. A rede testicular superficial é encontrada em ratos, camundongos e hamsters, nestes é relativamente curta, localizada lateralmente próximo a extremidade capitata do testículo. Já a rede testicular axial é localizada centralmente no testículo, ocupa aproximadamente dois terços do comprimento deste e é encontrada no homem e em animais como porquinho da índia, coelho, macacos e em animais domésticos como cães, gatos, bovinos, ovinos e suínos, exceto nos eqüinos, animais em que a rede testicular é superficial. Como nestes animais anteriormente citados, nos resultados de testículos de

catetos e queixadas a rede testicular é do tipo axial.

A disposição estrutural do parênquima testicular dos tayassuideos obedece a um padrão geral descrito para outros machos (Castro et al. 1997, Banks 1992, Setchell et al. 1994).

Nos animais jovens analisados os cordões testiculares ainda sem lúmen indicam um estágio imaturo do tecido testicular. Courot et al. (1970) descreve que as células somáticas ao longo da membrana basal dos túbulos seminíferos são encontradas de forma irregular, e nos animais jovens estas células ainda estão em um processo de diferenciação e são denominadas de células indiferenciadas de sustentação, as quais diminuem a medida que se aproxima a puberdade (Russel & Griswold 1978). Nos cortes de testículo de queixada jovem isto é facilmente observado.

A disposição celular do epitélio germinativo que reveste os túbulos seminíferos encontrada em queixadas e catetos adultos é típica de atividade reprodutiva (Banks 1992, Setchell et al. 1994). Este epitélio é responsável pela produção dos espermatozóides (Junqueira & Carneiro 1999), os quais se posicionam na luz dos túbulos quando estão sendo produzidos.

Antón et al. (1998) descrevem a presença de mastócitos no tecido testicular suíno, no entanto estes não foram observados nos testículos de catetos e queixadas, pelos métodos empregados.

Nos queixadas jovens observaram-se muitas células de Leydig entre os cordões testiculares e mesmo nos queixadas e catetos adultos estas foram observadas em grande quantidade. De um modo geral nos suínos as células de Leydig são abundantes (Banks 1992, Yazama et al. 1990), e, nestes e nos eqüinos, estas podem ocupar até 50% do espaço intersticial, que por sua vez representa 40% do testículo (Setchell et al., 1994). Nos tayassuideos, Paula & Navarro (2001), trabalhando com adultos, descrevem que o espaço intertubular do testículo representa $15,8 \pm 3,56\%$ nos queixadas e $14,8 \pm 3,56\%$ nos catetos.

As características histológicas das células de Leydig dos catetos e queixadas são também observadas nos suínos adultos e touros, em que se observam gotículas lipídicas que são eliminadas pelo processamento histológico, resultando em uma característica vesiculosa destas células (Banks 1992).

Particularmente nos suínos durante a puberdade há um aumento no tamanho e volume médios das células de Leydig, causado pelo incremento das organelas como mitocôndrias, lisossomos e gotículas lipídicas e um pico de hormônios esteróides produzidos por estas células. Após a puberdade ocorre um declínio no tamanho destas células (Lunstra et al. 1986).

Com relação os túbulos retos e eferentes as descrições em suínos (Orsi et al. 1986) assemelham-se com as encontradas nos catetos e queixadas de forma que a rede testicular consiste, de uma complicada rede de canais que

se interconectam e que confluem para a extremidade cranial ou capitata do testículo. Em suínos é descrito que as células da rede testicular podem apresentar no pólo apical projeções globosas que foram interpretadas como atividade secretora apócrina (Banks 1992).

Por se tratarem de animais silvestres, principalmente nos criatórios extensivos, o manejo reprodutivo dos catetos e queixadas torna-se difícil e normalmente os lotes de animais destinados ao abate são heterogêneos, incluindo animais jovens e adultos.

Autores como Hellgren et al. (1989) citam haver diferenças morfológicas testiculares em grupos de catetos criados no Texas (USA) em diferentes fases do ano, como por exemplo variações no volume testicular e nas concentrações séricas de testosterona, com médias máximas no outono e inverno (1150-1400pg/ml). Os dados obtidos neste trabalho no entanto não fornecem subsídios suficientes para uma comparação efetiva se este fenômeno ocorre em catetos e queixadas criados em clima temperado, como é o caso do Estado de São Paulo.

As médias obtidas entre os testículos direito e esquerdo em catetos (4,27 cm de comprimento e 2,71 cm de largura) podem ser consideradas semelhantes aquelas citadas também em catetos por Low (1970), para animais criados no Texas (4,7 cm de comprimento e 3,30 cm para diâmetro); por Carvalhal et al. (2000) em catetos do Estado de São Paulo (4,5 cm para comprimento e 2,85 cm para largura) e por Hellgren et al. (1989) (4,9 cm de comprimento e 2,8 cm de largura). As mensurações biométricas para os queixadas descritas não possuem citações para comparações.

Paula & Navarro (2001), estudando a taxa de produção espermática em 06 catetos e 06 queixadas adultos, descrevem ambas as espécies, possuem parâmetros biométricos testiculares muito semelhantes, como por exemplo o índice gonadossomático (0,2%), o índice túbulossomático (0,17%), e a relação de túbulos seminíferos dos testículos (84,%) e este fato ocorre apesar da diferença no porte entre as duas espécies.

Os resultados para os testes de correlação de Pearson (r) altos e positivos entre os parâmetros analisados nos testículos são esperados, uma vez que os testículos são órgãos pares e apesar da variação encontrada normalmente não há grandes diferenças entre um órgão e outro. As correlações negativas entre o comprimento corporal e o comprimento dos testículos direito e esquerdo para queixadas adultos, provavelmente ocorre pelo fato de que mesmo que haja um aumento no tamanho corporal na fase adulta isso não necessariamente é acompanhado pelo aumento em comprimento dos testículos. Nos jovens no entanto esta correlação é positiva porque o ritmo de crescimento tanto do corpo quanto dos testículos é semelhante.

Os estudos sobre reprodutor masculino dos

tayassuídeos possuem ainda muitos pontos a serem esclarecidos, para que assim a continuidade dos conhecimentos gerados possa preencher as lacunas ainda existentes nas diferentes áreas e desta forma contribuir efetivamente com a preservação destas espécies e auxiliar no desenvolvimento da exploração zootécnica das mesmas.

5. Agradecimentos

Ao Projeto BIOTA da Fundação de Amparo a Pesquisa de São Paulo, ao Centro de Multiplicação de Animais Silvestres da Escola Superior de Agricultura de Mossoró, RN e à Fazenda Devaneio-Pró-Fauna, Iguape-SP.

6. Referências Bibliográficas

- ANDREA, M.V., OLIVEIRA, C., ROCHA, G.T. 2001. Cytogenetical and histological studies in testis of *Tayassu tajacu* (cateto), *Tayassu pecari* (queixada) and a natural inter-specific hybrid. J. Anim. Brred. Genet. 118:125-133.
- ANTON, F., MORALES, C., AGUILAR, R., BELLIDO, C., AGUILLAR, E. & GAYTAN, F. 1998. A comparative study of mast cells and eosinophil leukocytes in the mammalian testis. J. Vet. Med. Series A, 45:209-18.
- AYRES, M., AYRES JR, M., AYRES, D.L. & SANTOS A.S. 2003. Bio Estat. Aplicações estatísticas nas áreas das Ciências Biológicas e Médicas. Belém: Sociedade Civil Maniraua, Brasília CNPq.
- BANKS, W. J. 1992. Histologia veterinária aplicada. 2 ed. São Paulo: Manole.
- BARONE, R. 1990. Anatomie comparée des mammifères domestiques. Splancnologie II. V. 4. Paris, Vigot.
- CARROLL, R.L. 1988. Vertebrate paleontology and evolution. New York: W.H. Freeman & Co. p. 507-17.
- CARVALHAL, R., CAGNOTO, D.G. & DANIEL, R.J. 2000. Aspectos morfológicos dos testículos e funículos espermáticos em catetos. Braz. J. Morphol. Sci., 17: 178. Suppl.
- CASTRO, A.C.D., BERNEDSON, W.E. & CARDOSO, F.M. 1997. Cinética e quantificação da espermatogênese: bases morfológicas e suas aplicações em estudos da reprodução de mamíferos. Rev. Bras. Reprod. An., 21: 25-34.
- CHACON-ARELLANO, J.-T. & WOOLLEY, D.M. 1980. Smooth muscle in the testicular capsule of the horse, pig and sheep. J. Anat., 131: 263-273.
- COUROT, M., HOCHEREAU-DE REVIERS, M.T. & ORTAVANT, R. 1970. In: JOHNSON, A.D.; GOMES, W.R.; VANDERMARK, N.L. The testis. New York: Academic Press, V. 1, p. 339-431.

- DYCE, K.M.; SACK, W.O. & WENSING, C.J.G. 1997. Tratado de anatomia veterinária. 2ed. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan.
- HELLGRENT, E.C., LOCHMILLER, M.S., AMOSS, JR. M.S., SEAGER, S.W.J., MAGYAR, S.J., COSCARELLI, K.P. & GRANT, W.E. 1989. Seasonal variation in serum testosterone, testicular measurements and semem characteristics in the collared peccary. *J. Reprod. Fert.*, 85: 677-86.
- INTERNATIONAL COMMITTEE ON VETERINARY GROSS ANATOMICAL NOMENCLATURE. 1994. Nomina anatomica veterinaria, 4. ed. Ithaca, Word Association on Veterinary Anatomists. (Together with Nomina Histologica, 2. ed., 1992 and Nomina Embriologica Veterinaria, 1992).
- JUNQUEIRA, L. C. & CARNEIRO, J. 1999. Histologia básica. 9 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, p.427.
- LOW, W.A. 1970. The influence of aridity on reproduction of the collared peccary [*Dicotyles tajacu* (Linnaeus)] in Texas. Vancouver, 1970. 170p. Doctoral Dissertation – University of British Columbia.
- LUNSTRA, D.D., FORD, J.J., CHRISTENSON, R.K. & ALLRICH, R.D. 1986. Changes in Leydig cell ultrastructure and function during pubertal development in the boar. *Biology of Reproduction*, 34:145-58.
- MACHADO, G.V., LESNAU, G.G. & CARLESSO, T. 1997. Sobre a presença de musculatura estriada junto à fâscia espermática em catetos. *CONBRAVET*, outubro.
- NOWAK, R.M. 1991. Walker's mammals of the world. 5 ed. London: Johns Hopkin Univ. Press.
- OLIVEIRA, M.F., MACEDO, C.R., FEIJO, F.M.C., JUNIOR, R.A.B., CARVALHO, M.A.M., MENEZES, D.J.A. & ASSIS NETO, A.C. 2001 Dados reprodutivos da criação de catetos em cativeiro no semi-árido nordestino (*Tayassu tajacu*). In Anais V Congresso e X Encontro da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens). FMVZ-USP, SP. pp. 67.
- ORSI, A.M., MELLO DIAS, S., SEULLNER, G., GUAZELLI FILHO, J. & VICENTINI, C.A. 1987. Structure of the ductuli efferentes of the domestic pig (*Sus scrofa domestica*). *Anat. Anz. Jena*, 163:249-254.
- PAULA, T.A.R. & NAVARRO, R.D. 2001. Componentes testiculares de queixada (*Tayassu pecari*) e cateto (*Tayassu tajacu*). *Rev. Bras. Rep. Ani.*, 25 (2): 206-207.
- RUSSEL, L.D. & GRISWOLD, M.D. 1978. The sertoli cell. London: Paul Elek, 450 p.
- SANTOS, T.C., MIGLINO, M.A., MACHADO, G.V. & SOUZA, W.M. 1999. Morfologia dos ovários, tubas uterinas e útero em catetos (*Tayassu tajacu* Linnaeus, 1758) e queixadas (*Tayassu pecari* Link 1795). *Braz. J. Vet. Res. An. Sci.*, 33 (3):203-209.
- SCHIMIDT, C.R. 1988. Peccaries. In: GRZYMECK'S Encyclopedia of Mammals. New York, McGraw-Hill, V. 5.
- SETCHELL, B.P. 1970. The secretion of fluid by the testis of rats, rams and goats, with some observations on the effects of age, cryptorchidism and hypophysectomy. *J. Reprod. Fert.* 23:79-83.
- SETCHELL, B.P., MADDOCKS, M. & BROOKS, D.E. 1994. Anatomy, vasculature, innervation, and fluids of the male reproduction tract. In: KNOBIL, E.; NEILL, J.N. The physiology of reproduction. 2 ed. New York: Raven Press, p. 1063-1175.
- SOWLS, L.K. 1961. Gestation Period of the collared peccary. *Journal of mammalogy*, 42(3): 425-6.
- SOWLS, L.K. 1984. The peccaries. Tucson, Univ. of Arizona Press.
- THEIMER, T.C. & KEIM, P. 1998. Phylogenetic relationships of peccaries based on mitochondrial cytochrome b DNA sequences. *J Mammal*, 79:566–72.
- VAUGHAN, T.A. 1978. Mammalogy. 3. ed. New York, Saunders College.
- WISLOCKI, G.B. 1931. Notes on the female reproductive tract (ovaries, uterus and placenta) of the collared peccary (*Peccary angulatus* Bangsi Goldman). *J. Mamm.*, 12:143-9.
- YAZAMA, F., NISHIDA, T., KUROHMARU, M. & HAYASHI, Y. 1990. A scanning electron microscopy of the interstitial tissue of the boar testis. *Exp. An.*, 39(1):117-20.

Título: Aspectos Macroscópicos e Morfométricos dos Testículos em Catetos e Queixadas

Autores: Jussara Barreira Sonner; Maria Angélica Miglino; Tatiana Carlesso dos Santos; Roberto Carvalho; Antônio Chaves de Assis Neto; Carlos Eduardo Bezerra de Moura; Moacir Franco de Oliveira.

Biota Neotropica, Vol.4 (numero2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03004022004>

Recebido em: 08/03/2004 - Revisado em: 29/07/2004 -
 Publicado em: 10/08/2004
 ISSN 1676-0603

GEOGRAPHIC VARIATION IN THE ROSY THRUSH-TANAGER (*RHODINOCICHLA ROSEA*) COMPLEX OF MESOAMERICA (AVES: PASSERIFORMES)

*A. Townsend Peterson*¹, *Nathan H. Rice*^{1,2}, and *Adolfo G. Navarro-Sigüenza*³

Biota Neotropica v4 (n2)– <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+BN02304022004>

Date Received: 04/16/2004

Revised: 06/24/2004

Accepted: 07/01/2004

¹Department of Ecology and Evolutionary Biology, Natural History Museum, The University of Kansas, Lawrence, Kansas 66045 USA.

²Current Address: Ornithology Department, Academy of Natural Sciences, Philadelphia, Pennsylvania 19103 USA

³Museo de Zoología, Facultad de Ciencias, UNAM, Apartado Postal 70-399, México, D. F. 04510 México.

Abstract

Patterns of differentiation and geographic variation among populations of the *Rhodinocichla* complex are described. We document the existence of a heretofore unreported population in the vicinity of Acapulco, Guerrero, Mexico. The species occurs in 4-6 allopatric populations, each of which has unique characters that make it diagnosable. We recommend that the complex be considered a single biological species, but at least five phylogenetic species.

Key words:

Resumen

Se describen los patrones de diferenciación y variación geográfica entre poblaciones del complejo de *Rhodinocichla*. Se documenta la existencia de una población antes no conocida en los alrededores de Acapulco, Guerrero, México. La especie se encuentra dividida en 4-6 poblaciones alopátricas, cada una de las cuales tiene caracteres únicos que permiten diagnosticar a la población. Se recomienda que el complejo sea considerado como una sola especie biológica o como por lo menos cinco especies filogenéticas.

Palavras-chave:

Introduction

One of the most enigmatic of Mesoamerican birds is the ground-dwelling Rosy Thrush-Tanager (*Rhodinocichla rosea*). Originally described as a member of the Furnariidae (Lesson 1832), this aberrant monotypic genus has been placed variably with the Troglodytidae, Mimidae (Skutch 1962), Thraupidae (Eisenmann 1962), and Parulinae (Webster 1988). Clearly, *Rhodinocichla* does not fit easily into any of the presently recognized families of birds, although a recent molecular study argued strongly for its placement with the Emberizidae, possibly in the Thraupinae (Seutin and Bermingham 1997).

Equally interesting, and even less-studied regarding *Rhodinocichla*, however, are the details of their geographic distribution and morphological variation. The species' distribution is patchy, constituting a series of disjunct populations (Figure 1): the form *schistacea* of Sinaloa to Colima in western Mexico, a previously unreported population in Guerrero (in the surroundings of the Laguna de Tres Palos, a coastal lagoon very close to Acapulco), *eximia* of Pacific-slope Costa Rica and Panama, *beebei* and *harterti* of north-eastern Colombia and northwestern Venezuela, and nominate *rosea* of northern Venezuela. Each population may prove genetically isolated from all others. Although geographic differences among populations are striking, with variation in size, shape, and coloration, geographic variation in the genus has not been treated apart from the original descriptions of subspecies. The purpose of the present contribution is therefore to summarize variation of characters of coloration and morphology among *Rhodinocichla* populations.

Methods

To permit detailed comparisons, we assembled 171 study skins of *Rhodinocichla* from the following museums for study: Academy of Natural Sciences of Philadelphia, Field Museum of Natural History, Carnegie Museum of Natural History, Louisiana State University Museum of Natural Science, Southwestern College, U. S. National Museum of Natural History, Occidental College Moore Laboratory of Zoology, University of California Museum of Vertebrate Zoology, University of Kansas Natural History Museum, Delaware Museum of Natural History, and the University of Michigan Museum of Zoology.

For each adult individual, we measured bill length, depth, and width (all in the plane of the anterior edge of the nostril), tarsus length, wing chord, and tail length. Given variable bill coloration, we also recorded the percent yellow (as opposed to blackish gray) for the maxilla and mandible of each individual, using methods from Peterson (1991a, 1991b). Prior tests for repeatability of morphological measurements indicated that more than 90% of the variation in our measurements reflect differences in the specimens, and

not measurement error (Navarro-Sigüenza, et al. 1992). Coloration differences were determined by direct comparison of series under sunlit conditions and we selectively eliminated from analysis any specimen showing obvious signs of unnatural plumage coloration (i.e., foxing). Differences among sexes in measurements were tested using nonparametric Mann-Whitney *U*-tests on the largest single-population sample available. Normality of distributions was assessed using measures of skewness and kurtosis, and by visual inspection of frequency histograms. Geographic variation in soft-part and plumage color within and among populations was tested using Kruskal-Wallis tests. Finally, patterns of structure for the morphological measurements and color variation were analyzed using cluster analysis.

Results

A previously unknown population of *Rhodinocichla* from the vicinity of Acapulco and nearby Laguna de Tres Palos, Guerrero, Mexico (ca. 16.8°N 99.7°W), was represented by 19 specimens (15 Delaware Museum of Natural History, 3 Occidental College Moore Laboratory of Zoology, 1 U. S. National Museum of Natural History). This population may be allopatric from the populations of the west because no specimen is known between Río Nexpa, Michoacán, and Tecpan de Galeana, Guerrero, west of Acapulco. Many of these previously undocumented specimens were collected by Sóstenes Romero, a local collector from Acahuizotla, who was employed by Allan R. Phillips for many years. Further studies along the coastal plain of Michoacán and western Guerrero will be necessary to determine the degree of geographic continuity of these populations. Because of its possible allopatry, this population was maintained separate in our analyses.

Eliminating immatures and imprecisely labeled individuals, 112 adult specimens were measured for statistical analysis. Because sample sizes were relatively low, populations were grouped into four units for statistical analysis: western Mexico (12 males, 14 females, *schistacea*), Acapulco (11 males, 4 females), Costa Rica and Panama (24 males, 19 females, *eximia*), Colombia and Venezuela (combining 7 males, 3 females, *harterti*; 12 males, 6 females, *rosea*; 1 male, *beebei*). (South American populations are considered in more detail below with regard to their plumage coloration.)

Based on analyses of the largest sample available (*eximia*), measurements were far from normally distributed, such that no transformation would normalize them. Therefore, nonparametric statistics were used throughout to assess significance of population differences, and multivariate approaches were avoided. Males were significantly larger than females in three of six measurements (Mann-Whitney *U*-tests, $P < 0.05$), so sexes were analyzed separately.

Significant differences among populations were detected in each morphological measurement (Kruskal-Wallis



Figure 1. Distribution of populations of *Rhodinocichla*, showing the geographic units used for statistical analysis. Dots indicate localities of specimens included in this study, and the star indicates the sole individual of the subspecies *beebei* available for this study.

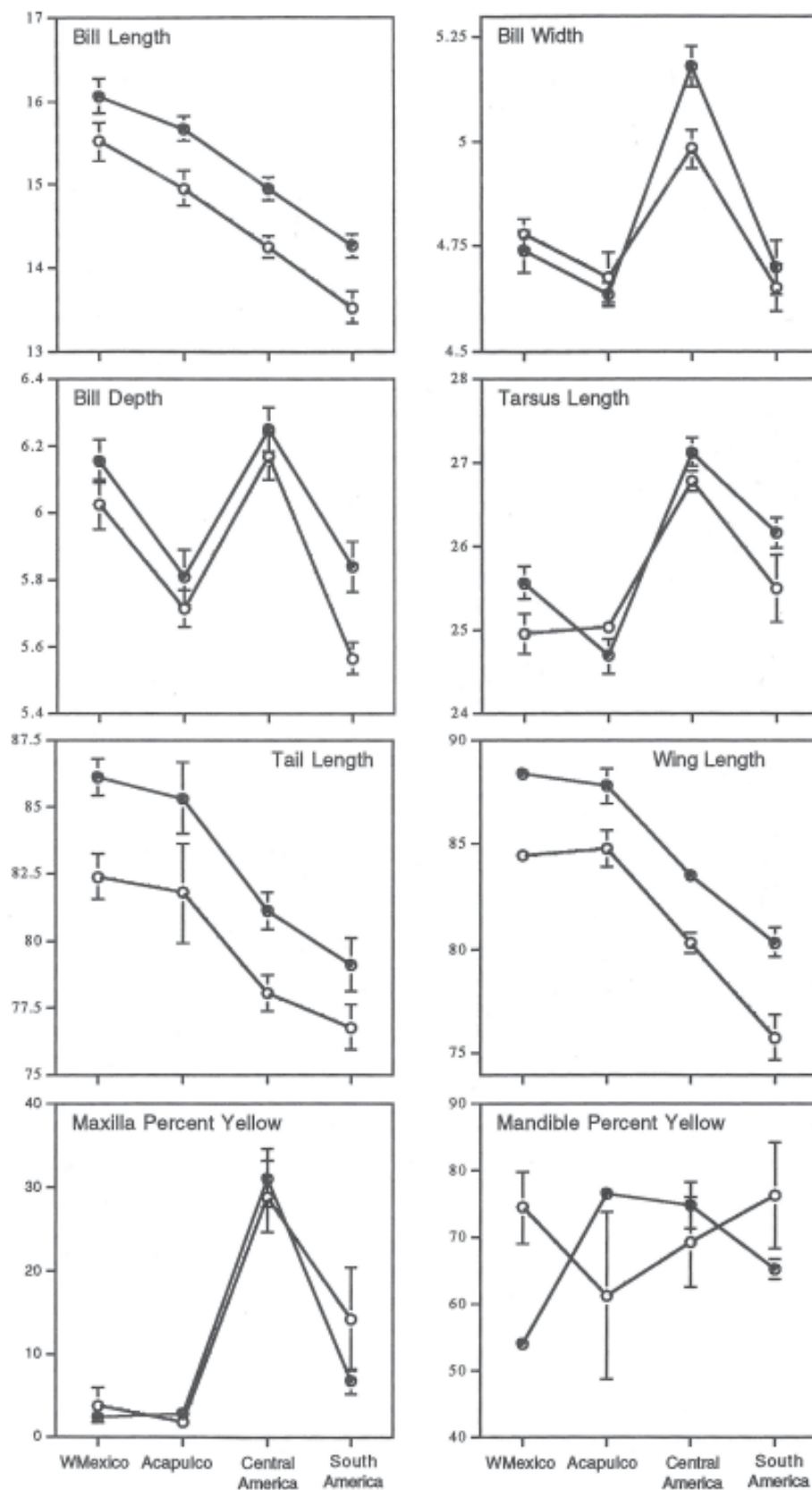


Figure 2. Geographic patterns of variation in six measurements (mm) and two aspects of bill coloration (percent yellow). Shown is the mean + one standard error.

Character	Males			Females		
	Back	Breast	Superciliary	Back	Breast	Superciliary
<i>schistacea</i> —western Mexico	Medium gray	Faded electric pink	Pronounced	Medium gray	Warm yellow brown	Pronounced
<i>schistacea</i> —Acapulco	Medium gray	Faded electric pink	Pronounced	Medium gray	Warm yellow brown	Pronounced
<i>eximia</i>	Black	Red-pink	Pronounced	Black	Medium brown	Pronounced
<i>harterti</i>	Medium gray	Faded red-pink	Somewhat reduced	Medium gray	Warm yellow brown	Prominent
<i>beebei</i>	Medium gray	Faded red-pink	Reduced	Medium gray	Warm yellow brown	Prominent (Phelps and Phelps Jr. 1949)
<i>rosea</i>	Medium gray	Faded red-pink	Pronounced	Medium gray	Yellow brown	Pronounced

Table 1. Summary of plumage characters in males and females of subspecies of Rosy Thrush-tanager populations.

tests, all $P < 0.05$ in both sexes; Figure 2). Mexican populations were strikingly larger in wing, tail, and bill length, but had shorter tarsi, and hence differed from other populations not simply in size and overall dimensions, but in shape as well. Differentiation among other populations was not as striking, consisting of more subtle differences among populations. No geographic patterns of variation (i.e., clinal variation) were detected within the populations tested.

Comparing the two Mexican populations, body dimensions were generally similar. Significant differences were present in both sexes in bill depth (Acapulco populations having shallower bills), and in males in tarsus length (Acapulco populations having shorter tarsi). Although these tests are based on relatively small samples and bill depth is not a particularly precise measurement, they may indicate genetic isolation of the two populations.

We used a cluster analysis of population means for the six measurements to evaluate overall similarity in size and shape of the different populations. In the analyses for both sexes, the two Mexican populations were most similar in morphometric space. Central and South American populations were most similar to each other, and the two clusters were only distantly connected, for an overall pattern of ((Western Mexico, Acapulco), (Costa Rica, South America)). Hence, overall shape features of the Mexican populations separated them in morphological space from the remaining populations.

Striking variation exists among populations in plumage coloration. Males from western Mexico and Acapulco have back and flanks medium gray and breast faded electric pink; males from South American populations are similar, although breast color could be described as faded red-pink. Males in the intervening populations of Costa Rica and Panama, however, are very distinctive, with back and flanks black, and the breast bright red-pink. The superciliary line is marked in Mexican and Central American populations, somewhat less obvious in the populations of northern Venezuela, but obsolete in the intervening populations of Colombia and northwestern Venezuela. Variation in coloration of females parallels that of males, with similar shades of gray and black on back and flanks; the breast and throat were warm yellow brown in individuals from Mexico, Colombia, and northwestern Venezuela, slightly less warm in northern Venezuelan individuals, but much darker and stronger in color in birds from Central America. Therefore, overall plumage variation is parallel in both sexes, and the degree of sexual dichromatism does not vary among populations.

Therefore, geographic variation in *Rhodinocichla* populations forms two independent "leapfrogs." Gray-backed populations in Mexico and South America are separated by the black-backed Central American *eximia*. The populations *harterti* and *beebei*, of Colombia and northwestern Venezuela have reduced superciliary lines, but sepa-

rate *schistacea* and *rosea* of Mexico and northern Venezuela, which both have that feature well developed. The evolutionary patterns that could produce this sort of geographic variation are obscure, probably involving fixation of novel traits in isolated intermediate populations independent of their neighbors, leaving similar populations separated by distinctive ones (Remsen 1984).

Individual bills ranged from dusky gray-brown to dull yellow in coloration, reminiscent of many corvids, in which juveniles have light-colored bills, which gradually darken with age, and by 1-3 yr of age are completely dark (Peterson 1991a, 1991b). Strangely, though, in *Rhodinocichla*, specimens in juvenal plumage or molting into a first basic plumage were no more likely to have light-colored bills than adults (Mann-Whitney *U*-tests, all $P > 0.30$). Also, geographic variation in mandible coloration was not statistically significant (Kruskal-Wallis tests, $P > 0.05$); both sexes did show significant among-population differences in maxilla coloration ($P < 0.05$). Therefore, although bill color variation observed in *Rhodinocichla* apparently does not represent ontogenetic variation, geographic differences of unknown significance do exist.

Discussion

Our analyses illustrate the unpredictable nature of geographic variation in *Rhodinocichla*. All features examined, including measurements, plumage coloration, sexual size dimorphism, and bill coloration show statistically significant variation among populations. Characteristics of each isolated population seem randomly assorted with regard to other characteristics and populations, and clear geographic trends or predictable combinations do not appear to exist.

Each geographic isolate is distinct, with the possible exception of populations described as *beebei*, which are close to *harterti* geographically (about 75 km). Given that many *harterti* have superciliary lines as reduced as the single *beebei* individual available to us, we initially suspected that this subspecies would prove invalid. Because series sufficient to test this idea were unavailable in the United States, Miguel Lentino of the Sociedad de Conservación "Audubon" and the Colección Ornitológica "Phelps," kindly reviewed series of both subspecies, and concluded that individuals of *beebei* indeed do have distinctly reduced superciliary lines, and that the characters on which the subspecies was based (Phelps and Phelps 1949) are valid. The distinctiveness of the two Mexican populations rests on differences in mensural characters—detailed population-genetic studies of their reproductive continuity would be interesting. All remaining populations differed from each other in some respect: for example, although the populations of western Mexico resembled those of northern Venezuela in coloration, they have much larger bills, longer wings and tails, and shorter tarsi.

An important aspect of any modern assessment of geographic variation is a discussion of species limits. The two species concepts currently used in ornithology—the phylogenetic species concept (PSC) and the biological species concept (BSC)—often yield different taxonomies. In the present case, each of the four major geographic isolates (Mexico, Costa Rica and Panama, Colombia and northwestern Venezuela, and northern Venezuela) is clearly diagnosable, and should be considered a separate species under the PSC. Indeed, from Figure 2, even the Acapulco population appears diagnosable, although plumage differences are lacking. Pending more detailed study of longer series, this population may warrant description as a separate taxon.

The BSC, however, uses as its principal criterion reproductive isolation, which in a disjunctly distributed species such as this is impossible to test directly, so decisions are far more nebulous. However, given the conflicting nature of variation in different character sets (e.g., Mexican populations are most distinctive in terms of size and shape, Central American populations in terms of coloration), detection of limits is difficult. Moreover, given that geographic variation within other Emberizid species is often of the magnitude of the differences observed without apparent reproductive isolation, subdivision of this complex may not be warranted at the present time (Remsen et al. 1991).

A more basic question is that of why disjunct distributions such as the present example exist. Large range disjunctions, coinciding at least in part with those described herein, are known in several other taxa: *Ara militaris* (northern vs. southern populations), *Cyanocorax yncas* (northern vs. southern populations), *Cyanocorax dickeyi* vs. *C. mystacalis*, *Cypseloides storeri* vs. *C. cryptus*, *Lophornis brachylopha* vs. *L. delattrei*, *Thalurania ridgwayi* vs. *T. colombica*, and *Zenaida asiatica* (northern vs. southern populations). The apparent western Mexico - Guerrero disjunction is mirrored by patterns in the San Blas Jay (*Cyanocorax sanblasianus*), also for unknown causes. Unlike the better-known disjunctions of many taxa between the isolated montane forests of the Andes, the Guianan Shield, and the mountains of southeastern Brazil, these disjunctions lie in the midst of seemingly continuous and appropriate habitat.

Acknowledgments

We thank the curators of the collections listed above for the generosity and dedication in providing loans of specimens for this study. We thank J. Dan Webster and Miguel Lentino for open sharing of data and information.

Literature Cited

EISENMANN, E. 1962. On the systematic position of *Rhodinocichla rosea*. *Auk* 79:640-648.

- LESSON, R.-P. 1832. Illustrations de zoologie, livre 2. A. Bertrand, Paris.
- NAVARRO-SIGÜENZA, A. G., A. T. PETERSON, P. ESCALANTE-PLIEGO, and H. BENITEZ-DÍAZ. 1992. *Cypseloides storeri*: a new species of swift from Mexico. *Wilson Bulletin* 104:55-64.
- PETERSON, A. T. 1991a. Geographic variation in beak color maturation rates in Gray breasted Jays. *Condor* 93:448-452.
- PETERSON, A. T. 1991b. Sociality and ontogeny of coloration in the blue and black jays (*Cyanocorax*). *Wilson Bulletin* 103:59-67.
- PHELPS, W. H., and W. H. PHELPS, Jr. 1949. Seven new subspecies of birds from Venezuela. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 62:185-196.
- REMSEN, J. V. Jr. 1984. High incidence of "leapfrog" pattern of geographic variation in Andean birds: implications for the speciation process. *Science* 224:171-173.
- REMSEN, J. V. Jr., O. ROCHAO., C. G. SCHMITT, and D. C. SCHMITT. 1991. Zoogeography and geographic variation of *Platyrinchus mystaceus* in Bolivia and Peru, and the circum-Amazonian distribution pattern. *Ornithologia Neotropical* 2:77-83.
- SEUTIN, G., and E. BERMINGHAM. 1997. *Rhodinocichla rosea* is an emberizid (Aves; Passeriformes) based on mitochondrial DNA analyses. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 8:260-274.
- SKUTCH, A. F. 1962. On the habits of the Queo, *Rhodinocichla rosea*. *Auk* 79:633-639.
- WEBSTER, J. D. 1988. Skeletons and the genera of tanagers. *Proceedings Indiana Academy of Sciences* 98:581-593.

Title: Geographic Variation in the Rosy Thrush-tanager (*Rhodinocichla rosea*) Complex of Mesoamerica (Aves: Passeriformes)

Authors: A. Townsend Peterson, Nathan H. Rice, and Adolfo G. Navarro-Sigüenza

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+BN02304022004>

Date Received: 04/16/2004 - Revised: 06/24/2004
 Accepted: 07/01/2004

ISSN 1676-0611

RECORDS OF CHIRONOMIDAE LARVAE LIVING ON OTHER AQUATIC ANIMALS IN BRAZIL

*Fabio de Oliveira Roque**, *Susana Trivinho-Strixino*, *Mário Jancso***, *Evelise N. Fragoso*

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+bn03404022004>

Date Received 03/16/2004

Revised 08/26/2004

Accepted 09/08/2004

Programa de Pós Graduação em Ecologia e Recursos Naturais, Universidade Federal de São Carlos (UFSCar), Laboratório de Entomologia Aquática / Depto de Hidrobiologia / UFSCar, SP, Brasil, CEP: 13565-905, Cx. Postal 676. 3. Phone: 16-2608316.

* Corresponding author. E-mail address: pfor@iris.ufscar.br

** Cientistas Associados. Ltda.

Abstract

In this study, we report forty-nine cases of Chironomidae larvae living on other animals in Brazilian aquatic ecosystems, including a wide range of hosts, such as hydrozoans, snails, insects and fish. We also discuss some empirical difficulties to establish the ecological interactions between chironomids and their hosts.

Key words: *Chironomidae, aquatic insects, mollusks, fish, ecological interaction, hosts*

Resumo

Neste estudo nós reportamos 49 ocorrências de larvas de Chironomidae vivendo sobre o corpo de outros organismos aquáticos, tais como hidrozoários, moluscos, insetos e peixes, em ambientes aquáticos brasileiros. Nós também discutimos algumas dificuldades práticas para se estabelecer o tipo de interação ecológica entre Chironomidae e seus hospedeiros.

Palavras-chave: *Chironomidae, insetos aquáticos, moluscos, interações ecológicas, hospedeiros*

1. Introduction

Chironomidae larvae living on different aquatic animals have been reported by many authors (see revisions in Steffan 1967, White et al. 1980, Tokeshi 1993, Tokeshi 1995, Jacobsen 1995, Ashe & O'Connor 2002). In the Neotropical region, there has been an increasing number of studies on this subject in recent years (Freihofer & Neil 1967; Fittkau 1974; Roback 1977; Epler 1986; De La Rosa 1992; Epler & De la Rosa 1995; Gonser & Spies 1997; Callisto & Goulart 2000; Dorvillé et al. 2000; Vilella et al. 2002). Particularly in Brazil, our knowledge about these ecological interactions is too fragmented and no attempt has been made to summarize the information already existent.

The primary scope of the present work is to present an updated list of the records of chironomids living on other aquatic animals in Brazilian aquatic systems, including several new concurrencies. Subsequently, we comment on some empirical difficulties and criteria to study interactions between chironomids and their hosts, given that our understanding of natural interactions may be distorted due to many problems, such as: 1) incompleteness, ambiguity and inconsistency of interspecific interactions' definition and classification (see conceptual discussion in Abrams 1987 and Bronstein 2001), and methodological constraints and lack of minimal information necessary to understand the relationship between mechanism and effect related to the ecological interactions.

2. Material and Methods

We have gathered data from three different sources: 1) the majority of the new data were obtained from studies on Chironomidae in the State of São Paulo, within the project "Inventory and Biology of freshwater Crustacean, Insects and Mollusks of the State of São Paulo" BIOTA-FAPESP Biodiversity; 2) most larvae of chironomid living on fish were obtained from the project "Inventory of Fish of the Streams from Passa Cinco, State of São Paulo" (Fragoso et al. 2003); 3) we also added information extracted from articles and from personal communication (the identification level and the morphospecies considered by each author were maintained in this work). In sources 1 and 2, the larvae were sorted out from their hosts, mounted in slides, and identified up to the possible taxonomic level, considering the limited knowledge of the Neotropical fauna. Given that most works were not specifically designed to examine ecological interactions between chironomids and their hosts, we do not consider quantitative information in this study.

The organisms are deposited in the collection of the Laboratório de Entomologia Aquática da Universidade Federal de São Carlos, SP, Brazil. We did not include chironomids living in/on freshwater sponges because this subject will be addressed in a future study.

We use the term "interactions between chironomids

and their hosts" (ICH) to express all kind of interactions that may be obtained by a direct observation of a chironomid larvae living on the body of other aquatic animal. This term does not implicate in any interpretation of mechanisms and effects of the interaction between organisms. We emphasize our position about the use of some ecological terms, like phoresy, association, symbiosis, commensalisms, and others, which are very dependent on population level information (data not available in this study).

3. Results and discussion

3.1 Brazilian records of chironomids on other freshwater animals

Forty-nine cases involving Chironomidae living on the bodies of other animals are reported; 20 are new records and 29 are based on other studies or personal communications (Table 1) (Figure 1). The chironomid larvae showed a wide range of hosts (hydrozoans, snails, insects and fish), as pointed out by Steffan (1967) and Tokeshi (1995).

In general, our results corroborate those shown by Tokeshi (1995): amongst insects, Plecoptera, Ephemeroptera, Megaloptera and Odonata were the most frequent hosts. Some characteristics make them suitable as hosts, such as bigger cryptic benthic species with low mobility. Other common aquatic insects like Diptera, Hemiptera and non-insects like Mollusca were poorly represented. We have not found any chironomid living on non-case bearing Trichoptera, Crustacea and Coleoptera, which is probably related to the grooming behavior in the first two groups and smooth tegument in the latter.

In relation to vertebrate hosts, we have added new occurrences of the relatively well reported, but scarcely known interaction between *Ichthyocladius* and fish (see comments below). It is important to note that although we have found no report on chironomid living on non-fish vertebrates and it is unlike that obligatory relationships between chironomid and these animals exist, we believe that further studies focused on alligators, turtles, aquatic birds, and others vertebrates, would bear interesting results about, for instance, transport of eggs and chironomid larvae.

Species belonging to *Corynoneura* group were the most frequent in ICH in this study as well as in Tokeshi (1995) and Jacobsen (1995). Some genera within *Corynoneura* group seem to have species in obligate relationships with their hosts, like *Epoicocladius*, *Nanocladius* (Plecopteracoluthus), *Symbiocladius*, and *Tempisquitoneura* with species of Ephemeroptera, Megaloptera and/or Plecoptera, and *Ichthyocladius* (recently placed into *Corynoneura* group by Mendes et al. 2004) and fish. In this sense, an inevitable question emerges: have obligatory ICH evolved from commensal ancestors? The subject is controversial (see Jacobsen 1995) but, at least, within the *Corynoneura* group, the monophyly is

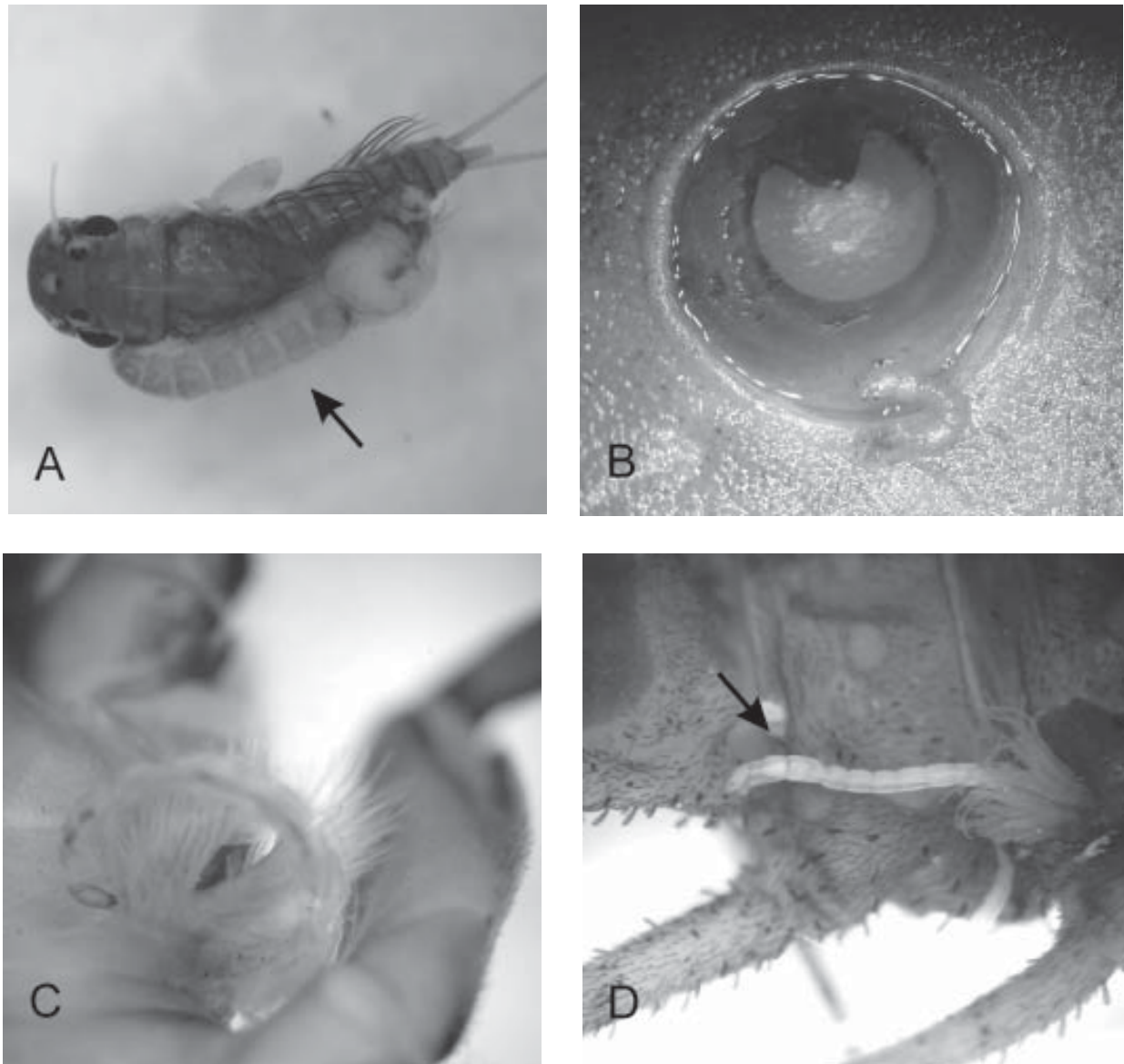


Figure 1. Chironomidae larvae on other aquatic animals. (A) Larva of *Corynoneura* group sp.2 attached to abdominal segments of *Farrodes* (Ephemeroptera); (B) Larva of *Ichthyocladius* attached to head of *Hypostomus* (Pisces); (C) Larva of *Corynoneura* group sp.1 attached to thorax of *Kempnyia colossica* Navás, 1934 (Plecoptera); (D) Larva of *Corynoneura* attached to abdominal segments of *Corydalus* (Megaloptera).

Table 1. Records of chironomid larvae living on other aquatic animals in Brazilian aquatic ecosystems. In order to avoid space-consuming in the table, we included taxa followed by author's name and data only for species level.

Records of chironomid larvae living on other aquatic animals in Brazilian aquatic ecosystems			
Chironomidae	Host	Aquatic system, Location (Geographical coordinates)	Reference
<i>Cardiocladius</i>	Pupae of <i>Simulium pertinax</i> Kollar, 1832; and <i>Simulium spinibranchium</i> Lutz 1910 (Diptera)	Stream, Pirenópolis, Goiás	Present study
cf. <i>Corynoneura</i>	<i>Corydalus</i> (Megaloptera)	Stream, Serra do Cipó and Serra da Canastra, Minas Gerais (19°-20°S, 43°-44°W and 20° 00'-20° 30'S, 46° 15'-47° 00'W)	(Callisto et al., in press)
<i>Corynoneura</i>	<i>Corydalus nubilus</i> Erichson, 1848 (Megaloptera)	Stream (Igarapé), Presidente Figueiredo, Amazonas (02°01'07" S, 59°49'28" W)	C. A. S. de Azevedo and S. R. M. Couceiro (data unpublished)
<i>Corynoneura</i> group	<i>Kempnyia colossica</i> Navás, 1934 (Plecoptera)	Stream, P.E. Intervalas, São Paulo (24°18'S, 48°25'W)	Present study
<i>Corynoneura</i> group	<i>Farrodes</i> (Ephemeroptera)	Stream, Estação Biológica de Boracéia, São Paulo (23°32'S,	Present study
<i>Corynoneura</i> group	<i>Corydalus</i> (Megaloptera)	Stream, Ipeúna, São Paulo (22°22'42"S, 47°46'40"W)	Present study
<i>Corynoneura</i> group	<i>Argia</i> (Odonata)	Stream, Estação Biológica de Boracéia, São Paulo (23°32'S, 45°51'W)	Present study
<i>Corynoneura</i> group	<i>Corydalus</i> (Megaloptera)	Stream, Estação Biológica de Boracéia, São Paulo (23°32'S, 45°51'W)	Present study
<i>Corynoneura</i> group	Belastomatidae (Hemiptera)	Stream, Ipeúna, São Paulo (22°22'42"S, 47°46'40"W)	Present study
<i>Cricotopus</i>	<i>Corydalus nubilus</i> Erichson, 1848 (Megaloptera)	Stream (Igarapé), Presidente Figueiredo, Amazonas (02°01'07" S, 59°49'28" W)	C. A. S. de Azevedo and S. R. M. Couceiro (data unpublished)
<i>Endotribelos</i>	Leptoceridae (Trichoptera)	Stream, Cananéia, São Paulo (24°54'12.6" S, 47°58'36.9" W)	Present study
<i>Goeldichironomus neopictus</i> Trivinho-Strixino & Strixino,	<i>Pomacea</i> (Mollusca)	Stream, São Carlos, SP (22°00'S, 47°54' W)	Present study
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Kronichtys</i> (Pisces)	Stream, P.E. Intervalas, São Paulo (24°18'S, 48°25'W)	(Mendes et al., in press)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Harttia</i> spp (Pisces)	São Francisco River (20°30'0"S, 46°50'0"W)	(Mendes et al., in press)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Hypostomus cf. garmani</i> (Pisces)	São Francisco River (20°30'0"S, 46°50'0"W)	(Mendes et al., in press)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Ancistrus brevipinnis</i> (Regan, 1904) (Pisces)	Brazil	Fittkau (1974) and Freihofner & Neil (1967)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Ancistrus bufonius</i> (Valenciennes, 1840) (Pisces)	Brazil	Fittkau (1974) and Freihofner & Neil (1967)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Ancistrus triradiatus</i> (Pisces)	Brazil	Fittkau (1974) and Freihofner & Neil (1967)

<i>Ichthyocladius</i>	<i>Ancistrus cirrhosus</i> ? (Valenciennes, 1836) (Pisces)	Iguassu River, Brazil	Fittkau (1974) and Freihofer & Neil (1967)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Plecostomus strigaticeps</i> (Regan, 1908) (Pisces)	Mogi-Guassu River, São Paulo	Fittkau (1974) and Freihofer & Neil (1967)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Xenocara gymnorhynchus</i> (Pisces)	Brazil	Fittkau (1974) and Freihofer & Neil (1967)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Trichomycterus mirissumba</i> (Costa, 1992) (Pisces)	Preto River, Rio de Janeiro	Nessimian et al. (2003)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Pareiorhina rudolphi</i> (Gosline, 1947) (Pisces)	Preto River, Rio de Janeiro	Nessimian et al. (2003)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Hisonotus depressicalda</i> (Miranda-Ribeiro, 1918)	Stream, Ipeúna, São Paulo (22°22'42"S, 47°46'40"W)	Present study
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Hypostomus</i> (Pisces)	Stream, Ipeúna, São Paulo (22°22'42"S, 47°46'40"W)	Present study
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Corumbataia cuestae</i> <i>Britski</i> , 1997 (Pisces)	Stream, Ipeúna, São Paulo (22°22'42"S, 47°46'40"W)	Present study
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Hypostomus</i> (Pisces)	Stream, Araraquara, São Paulo (21°49'S, 47°57'W)	Present study
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Kronichthys heylandis</i> (Boulenger, 1900) (Pisces)	Stream, P.E. Intervales, São Paulo (24°18'S, 48°25'W)	Sazima et al. (2001)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Ancistrus</i> sp (Pisces)	Stream, P.E. Intervales, São Paulo (24°18'S, 48°25'W)	Sazima et al. (2001)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Ancistrus</i> sp. (Pisces)	Stream Reserva Biológica da Serra Geral, Rio Grande do Sul (29°32'-29°38' S; 50°08'- 50°13' W)	Villela et al. (2002)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Hemipsilichthys nudulus</i> Reis & Pereira (Pisces)	Stream Reserva Biológica da Serra Geral, Rio Grande do Sul (29°32'-29°38' S; 50°08'- 50°13' W)	Villela et al. (2002)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Hemipsilichthys</i> sp.1(Pisces)	Stream Reserva Biológica da Serra Geral, Rio Grande do Sul (29°32'-29°38' S; 50°08'- 50°13' W)	Villela et al. (2002)
<i>Ichthyocladius</i>	<i>Hemipsilichthys</i> sp.2 (Pisces)	Stream Reserva Biológica da Serra Geral, Rio Grande do Sul (29°32'-29°38' S; 50°08'- 50°13' W)	Villela et al. (2002)
<i>Nanocladius</i>	<i>Traulodes</i> (Ephemeroptera)	Stream, Serra do Cipó, Minas Gerais (19°-20° S, 43°-44° W)	Callisto & Goulart (2000)
<i>Nanocladius</i>	<i>Kempnyia tijucana</i> Dorvillé & Froehlich, 1997 (Plecoptera)	Stream, P.N. da Tijuca, Rio de Janeiro (22°55'S-23°00'S and 43°11'W-43°19'W)	Dorvillé et al. (2000)
<i>Nanocladius</i>	Perlidae (Plecoptera)	Stream Reserva Biológica da Serra Geral, Rio Grande do Sul	Villela et al. (2002)
<i>Nanocladius</i> sp.1	<i>Anacroneura</i> (Plecoptera)	Stream, P.E.Intervales, São Paulo (24°18'S, 48°25'W)	Present study
<i>Nanocladius</i> sp.2	<i>Anacroneura</i> (Plecoptera)	Stream, P.E.Intervales, São Paulo (24°18'S, 48°25'W)	Present study
<i>Parachironomus</i>	<i>Pomacea</i> (Mollusca)	Stream, São Carlos, SP (22°00'S, 47°54' W)	Present study

<i>Parachironomus</i>	<i>Cordylophora</i> (Hydrozoa)	Paraná River, Três Lagoas, São Paulo/Mato Grosso do Sul (20°45'S, 51°40'W)	Present study
<i>Rheotanytarsus</i>	Libellulidae (Odonata)	Stream (Igarapé), Presidente Figueiredo, Amazonas(02°01'07" S, 59°49'28" W)	C. A. S. de Azevedo and S. R. M.Couceiro (data unpublished)
<i>Rheotanytarsus</i>	<i>Elasmothermis cannaerioides</i> (Calv., 1906) (Odonata)	Stream, Luiz Antônio, São Paulo (21° 32'04.2" S, 47° 41'14" W)	Ferreira-Peruquetti & Trivinho-Strixino (2003)
<i>Rheotanytarsus</i>	<i>Heteragrion</i> (Odonata)	Stream, Campos de Jordão, São Paulo (22° 30' - 22° 41' S, 45° 27' S- 45° 31' W)	Ferreira-Peruquetti & Trivinho-Strixino (2003)
<i>Rheotanytarsus</i>	<i>Castoreschna</i> (Odonata)	Stream, Campos de Jordão, São Paulo (22° 30' - 22° 41' S, 45° 27' S- 45° 31' W)	Ferreira-Peruquetti & Trivinho-Strixino (2003)
<i>Rheotanytarsus</i>	<i>Elasmothermis cannaerioides</i> (Calv., 1906) (Odonata)	Stream, Ipeúna, São Paulo (22°22'42" S, 47°46'40" W)	Present study
<i>Rheotanytarsus</i>	<i>Elasmothermis constricta</i> (Calv., 1898) (Odonata)	Stream, Corumbataí, São Paulo	Present study
<i>Rheotanytarsus</i>	<i>Argia</i> (Odonata)	Stream, Estação Biológica de Boracéia, São Paulo (23°32'S, 45°51'W)	Present study
<i>Thienemaniella</i>	<i>Corydalus nubilus</i> Erichson, 1848 (Megaloptera)	Stream (Igarapé), Presidente Figueiredo, Amazonas (02°01'07" S, 59°49'28" W)	C. A. S. de Azevedo and S. R. M.Couceiro (data unpublished)
<i>Thienemaniella</i>	<i>Argia modesta</i> Selys (Odonata)	Stream, Campos de Jordão, São Paulo (22° 30' - 22° 41' S, 45° 27' S- 45° 31' W)	Ferreira-Peruquetti & Trivinho-Strixino (2003)

with a commensal ancestor deserves more attention.

3.2 Distribution of the ICH cases in Brazil

The ICH occurrences reported here, including in Amazonas, São Paulo, Goiás, Minas Gerais, Rio Grande do Sul and Rio de Janeiro states, seem to indicate that ICH occurs in a wide area in Brazil. The number of cases per region may simply reflect the sampling effort and number of research in the Southern region. The majority of the Brazilian occurrences came from studies that were not specifically designed to answer quantitative questions on ICH, so that it is difficult to portray how common or rare the ICH are in frequency, abundance, and distribution.

Most occurrences have come from lotic aquatic systems. Unfortunately, data on Chironomidae and their hosts is scarce in lentic systems. Therefore, although it may be premature to seek broad answers to questions like whether or not Chironomidae living on other animals are more common in certain habitats, some reasonable predictions that merit further investigation can be offered. First, considering the possible benefits of commensalism in the chironomid discussed by Tokeshi (1995), ICH should be more common in lotic system. Second, considering that many chironomids and their potential hosts may have low tolerance to some kinds of antropic impacts, the richness of ICH must be lower in impacted areas.

3.3 Methodological constraints

Tokeshi (1995) points out that studies of ecological relationships often lack sufficient analytical rigor. Several aspects contribute to this situation: most of the relationships are established by observing dead organisms or live organisms under artificial conditions, little information about population dynamics of the species involved are available, and the behavior of the majority of the larvae is unknown. Moreover, basic questions such as whether the larvae benefit the host organism in any way (for example, cleaning some parts of their body) and how the chironomid larvae (e.g. *Ichthyocladus*) colonize the host organism remain unanswered. In the majority of the cases, we assume that the interaction between a chironomid larvae and larger animals may benefit the larvae by decreasing predation risks, increasing mobility, improving protection from disturbances, improving opportunity to feed, and also eliminating metabolic waste (Saffo 1992, Tokeshi 1993). However, there is not much information about it in natural environments.

Food relationships are extremely difficult to define for a group of insects like the chironomids, which have a varied natural diet (Pinder 1986). The association between *Nanocladius* and mayfly nymphs (Jacobsen 1995 for review) represents a good example of the challenge to establish the ecological category that depends on information

about food relations. In the literature, we find different levels of interactions and/or different interpretations, such as phoresy (Callisto & Goulart 2000; Vilella et al. 2002), symphoresy (Epler 1986), symbiosis (Jacobsen 1995) and parasitism (Doucett et al. 1999; Caldwell & Wiersema 2002). This diversity of categories may originate from different aspects: (1) conceptual confusion, (2) behavior flexibility or different feeding strategies of the *Nanocladius* larvae (Vilella et al. 2002), (3) different levels of association between *Nanocladius* species and their hosts, and (4) use of different criteria and analytical tools to establish the relationship.

Because of the breadth and complexity of potential factors involved in relationships in natural systems, some degree of flexibility in applying criteria to establish the ecological relationship is necessary. However, for the sake of comparison and communication, some standardization is also needed. Some comments that may be useful for future research are included below.

Evaluation of possible injuries caused by the larvae to host organisms (e.g. gill deformation) and the position and location of the larvae may indicate indirectly some interactions, but it is important to note that the position of the larvae may result from environmental stimuli, life stage, feeding behavior and others.

The larvae oriented with their heads facing the body of the host may be interpreted as a sign of feeding behavior and, consequently, of parasitism, but this position may also represent that the larvae ceased feeding and started the pupation process or yet this position may be related to negative phototaxis when observed in stereomicroscope with high light.

Direct behavior observation of larvae and their hosts, considering ethological approaches and including behavior quantitative analysis, are strongly recommended to elucidate possible interactions (for example, whether the larvae clean the body of their hosts).

Indirect observation of possible activity or their effects may also contribute to establish the relationship. For example, Svensson (1980) noted lower densities of ciliates on the bodies of a mayfly when the *Epoicocladus flavens* (Mallock) larvae were present, indicating that the larvae probably clean the host body. Another example is provided by Condreanu (1939). His study of the relationship between *Symbiocladus rhithrogenae* (Zavr.) and nymphs of Ephemeroptera demonstrated that the larvae feed on the host's hemolymph and induce a cancer-like proliferation of blood cells within the host that may be beneficial to the larvae.

Analysis of larval gut contents by direct observation through a microscope can help the interpretation of the relationship, but it is not sufficient to know whether the larvae feed or not from parts of their hosts, because is practically impossible to observe haemolymph in gut contents.

Thus, the use of other methodologies, such as stable isotope analysis as reported by Doucett et al. (1999), is advisable.

Studies focusing in population dynamics of chironomid and their hosts (e.g. Svensson 1980; Peckarsky & Cowan 1991; Pennuto 1998; Pennuto 2000) are fundamental to understand the ecological aspects of inter and intraspecific interactions of larvae on hosts and set up the mechanisms and effects of interaction between them. Furthermore, symbiotic interaction categories and a cost-benefit model for the evolution of symbiosis (Matsuda & Shimada 1993) should be established considering the fitness involved in the relationships. Hence, information about a possible increase of fit or not of both participants associated is necessary.

Another aspect to be considered is the interspecific relationship within community and ecosystem context, regarding ecological and evolutionary perspectives, as pointed out by Abrams (1987), Kawanabe & Iwasaki (1993), Tokeshi (1999) and Vilella et al. (2002). According to Abrams (1987), ecologists should realize that the interaction between two populations may change when the size of the populations changes or when other populations with which they interact change, and it depends on many other biotic and abiotic factors working in multiple spatial and temporal scales. Ecological interactions are not fixed entities that can be easily classified.

4. Acknowledgements

We thank Dr. Mathias Wantzen, Dr. Jan Frouz, Marcos Yukio Yoshinaga, Humberto Mendes and Tadeu Siqueira Barros for suggestions in this manuscript, Mateus Pepineli, Humberto Mendes, and Alexandre Kannebley for material from Goiás, Intervalles and Araraquara respectively, and all the researchers cited in Table 1 for personal communications and confidence in our work. We also thank Patricia Ferreira-Peruquetti and Valdêlânia Ribeiro for Odonata and Plecoptera identifications, respectively. We thank Peter J. de Jancso for helping with English grammar and vocabulary. The State of São Paulo Research Foundation (FAPESP) within the BIOTA/FAPESP – The Biodiversity Virtual Institute Program (www.biotasp.org.br) and Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) sponsored this work.

5. References

1. ABRAMS, P.A. 1987. On classifying interactions between populations. *Oecologia* (Berlin) 73:272-281.
2. ASHE, P. & O'CONNOR, J.P. 2002. A review of the known associations, commensal, phoretic and ectoparasitic, involving the aquatic stages of Chironomidae with Trichoptera. *Nova Suppl. Ent.* 15:467-480.
3. BRONSTEIN, J.L. 2001. The exploitation of mutualisms. *Ecology Letters* 4:277-287.
4. CALDWELL, B.A. & WIERSEMA, N.A. 2002. New record and observation for parasitic chironomid midges (Diptera: Chironomidae) and their mayflies (Ephemeroptera) hosts. *Entomol. News* 113:11-14.
5. CALLISTO, M. & GOULART, M.D.C. 2000. Phoretic association between *Nanocladius* (Plecopteracoluthus) sp. (Chironomidae: Diptera) and *Thraulodes* sp. (Leptophlebiidae: Ephemeroptera). *An. Soc. Entomol. Brasil.* 29:605-608.
6. CALLISTO, M., GOULART, M., MORENO, P. & MARTINS, R.P. (in press). Predator benefits prey: phoresy between cf *Corynoneura* (Diptera: Chironomidae) and *Corydalus* (Megaloptera: Corydalidae). *J. Insect Behav.* 45.
7. CONDREANU, R. 1939. Recherches biologiques sur um Chironomidae, *Symbiocladius rhithrogenae* (Zavr.), ectoparasite "cancérogène" des Éphémères torrenticoles. *Arch. Zool. Exp. Gen.* 81:1-283.
8. DE LA ROSA, C.L. 1992. Phoretic associations of Chironomidae (Diptera) on Corydalidae (Megaloptera) in northwestern Costa Rican streams. *J. North. Am. Benthol. Soc.* 11:316-323.
9. DORVILLÉ, L.F.M., NESSIMIAN, J.L. & SANSEVERINO, A.M. 2000. First record of S symphoresy between nymphs of stonefly *Kempya tijucana* (Plecoptera, Perlidae) and chironomid larvae, *Nanocladius* (*Plecopteracoluthus*) sp., in the Neotropics. *Stud. Neotrop. Fauna Environ.* 35:109-114.
10. DOUCETT, R.R., GIBERSON, D.J. & POWER, G. 1999. Parasitic association of *Nanocladius* (Diptera: Chironomidae) and *Pteronarcys biloba* (Plecoptera: Pteronarcyidae): insights from stable-isotope analysis. *J. North. Am. Benthol. Soc.* 18:514-523.
11. EPLER, J.H. 1986. A novel new Neotropical *Nanocladius* (Diptera: Chironomidae), symphoretic on *Traverella* (Ephemeroptera: Leptophlebiidae). *Fla. Entomol.* 69:319-327.
12. EPLER, J.H. & DE LA ROSA, C.L. 1995. *Tempisquitoneura*, a new genus of Neotropical Orthoclaadiinae (Diptera: Chironomidae) symphoretic on *Corydalus* (Megaloptera: Corydalidae). *J. North. Am. Benthol. Soc.* 14:50-60.
13. FERREIRA-PERUQUETTI, P. & TRIVINHO-STRIXINO, S. 2003. Relação forética entre espécies de Chironomidae e Odonata do Estado de São Paulo. *Entomotropica* 18:149-151.

14. FITTKAU, E.J. 1974. *Ichthyocladus* n. gen., eine neotropische Gattung der Orthoclaadiinae (Chironomidae, Diptera) deren Larven epizoisch auf Welsen (astroblepidae und Loricariidae) Leben. Ent. Tidskr. Suppl. 95:91-106.
15. FRAGOSO, E.N., ROQUE, F.O., SOUZA, J.E., JANCOSO, M.A., FENERICH-VERANI, N. & TRIVINHO-STRIXINO, S. 2003. Relação de forese entre *Ichthyocladus* (Diptera, Chironomidae) e cascudos (Pisces, Siluriformes) na microbacia do córrego da Lapa, Ipeúna/Itirapina, Estado de São Paulo. XV Encontro Brasileiro de Ictiologia (EBI), São Paulo. Resumos em CD-ROM. p.108.
16. FREIHOFER, W. & NEIL, E.H. 1967. Commensalism between midge larvae (Diptera: Chironomidae) and catfishes of the families Astoblepidae and Loricariidae. Copeia 1:39-45.
17. GONSER, T. & SPIES, M. 1997. Southern hemisphere *Symbiocladius* (Diptera: Chironomidae) and their mayfly hosts (Ephemeroptera, Leptophlebiidae). In: Landolt P.P., Sartoni M. (eds). Ephemeroptera & Plecoptera: biology-ecology-systematics. MTL, Fribourg. p.455-466.
18. JACOBSEN, R.E. 1995: Symbiotic associations between Chironomidae (Diptera) and Ephemeroptera. In: Corkum LD, Ciborowski JJH (eds.). Current directions in research on Ephemeroptera.. Canadian Scholars' Press, Toronto, p.317-332.
19. KAWANABE, H. & IWASAKI, K. 1993. Introduction: flexibility and synergism of biological relationships in natural communities. In: Kawanabe H, Cohen JE (eds). Mutualism and community organization: behavioral, theoretical and food-web approaches. Oxford Science Publications, p.1-10.
20. MATSUDA, H. & SHIMADA, M. 1993. Cost-benefit model for the evolution of symbiosis. In: Kawanabe H, Cohen JE (eds). Mutualism and community organization: behavioral, theoretical and food-web approaches. Oxford Science Publications, p. 228-237.
21. MENDES, H., ANDERSEN, T. & SÆTHER, O. (2004): New species of *Ichthyocladus* Fittkau, a member of the *Corynoneura*-group (Diptera: Chironomidae: Orthoclaadiinae), with a review of the genus. Stud. Neotrop. Fauna Environ. 39:15-35.
22. NESSIMIAN, J. L., AMORIM, R. M., HENRIQUES-OLIVEIRA, A. L. & SANSEVERINO, A. M. 2003. Chironomidae (Diptera) do Estado do Rio de Janeiro: levantamento dos gêneros e habitats de ocorrência. Publ. Avul. Mus. Nac. 98:3-16.
23. PECKARSKY, B.L. & COWAN, C.A. 1991. Consequences of larval intraspecific competition to stonefly growth and fecundity. Oecologia 88:277-288.
24. PENNUTO, C.M. 1998. Seasonal position patterns and fate of a commensal chironomid on its fishfly host. J. Freshwater Ecol. 13:323-332.
25. PENNUTO, C.M. 2000. Effects of larval movement behavior and density on emergence success and adult body size in a commensal midge. Aquatic Ecology 34:177-184.
26. PINDER, L.C.V. 1986. Biology of freshwater Chironomidae. Annu. Rev. Entomol. 31:1-23.
27. ROBACK, S.S. 1977. First record of a chironomid larva living phoretically on an aquatic hemipteran (Naucoridae). Entomol. News 88:192.
28. SAFFO, M.B. 1992. Invertebrates in endosymbiotic associations. Am. Zool. 32:557-565.
29. SAZIMA, I., BUCK, S. & SABINO, J. 2001. Peixes de riachos. In: Fundação Florestal, Secretaria do Meio Ambiente do Estado de São Paulo, Governo do Estado de São Paulo (eds). Intervalos. São Paulo. p.169-179.
30. STEFFAN, A.W. 1967. Ectosymbiosis in aquatic insects. In: Henry S.M (ed). Symbiosis. Academic Press, New York and London. p.207-289.
31. SVENSSON, B.S. 1980. The effect of host density on the success of commensalistic *Epoicocladus flavens* (Chironomidae) in utilizing streamliving *Ephemera danica* (Ephemeroptera). Oikos 34:326-336.
32. TOKESHI, M. 1993. On the evolution of commensalism in the Chironomidae. Freshwater Biol. 29:481-489.
33. TOKESHI, M. 1995. Species interactions and community structure. In: Armitage PD, Cranston PS, Pinder LCV (eds). Biology and ecology of non-biting midges. Chapman & Hall, London, p.297-335.
34. TOKESHI, M. 1999. Species coexistence: ecological and evolutionary perspectives. Blackwell Science. Oxford.
35. VILELLA, F.S., RODRIGUES, G.G., BARBIERI, G. & HARTZ, S.M. 2002. Forese como estratégia adaptativa da comunidade bentônica ao longo de um riacho de 1ª ordem na Mata Atlântica no sul do Brasil. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
36. WHITE, T.R., WEAVER, III J.S. & FOX, R.C. 1980. Phoretic relationships between Chironomidae (Diptera) and benthic macroinvertebrates. Entomol. News 9:69-74.

Title: Records of Chironomidae Larvae Living on Other Aquatic Animals in Brazil

Authors: Fabio de Oliveira Roque, Susana Trivinho Strixino, Mário Jancoso, Evelise N. Fragoso

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004

<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+bn03404022004>

Date Received 03/16/2004 - Revised 08/26/2004

Accepted 09/08/2004 - ISSN 1676-0611

REPRODUCTIVE ECOLOGY AND BEHAVIOR OF *THOROPA MILIARIS* (SPIX, 1824) (ANURA, LEPTODACTYLIDAE, TELMATOBIINAE)

Ariovaldo Antonio Giaretta & Kátia Gomes Facure

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03704022004>

Date Received 06/09/2004

Revised 09/17/2004

Accepted 09/30/2003

Laboratório de Ecologia e Sistemática de Anuros Neotropicais, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Uberlândia, 38400-902, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil, e-mail: thoropa@inbio.ufu.br

Abstract

Thoropa species are distributed in southern and southeastern Brazil and have semiterrestrial tadpoles on rocky environments. Herein, we provide further data on reproduction, paternal care and tadpole cannibalism in *T. miliaris*. Guarding males were tested for disturbances in their egg masses. Egg masses were laid in stripes of wet rock; eggs were in a single layer and were adhered to the rock surface, roots, and to one another. The tadpoles hatched between four and six days. The egg number in two egg masses was 750 and 1190; eggs were gray and the yolk were about 1.7 mm in diameter; 2.3 mm with the jelly capsule. Aggressive interactions were observed between males. Males remained with their egg masses during the night and reacted aggressively to the experimental disturbances. Late stage tadpoles were found cannibalizing eggs. An egg mass in a recently formed wet stripe died from drought. The strips of wet rock are the only places where eggs and tadpoles can develop and represent a limiting factor for reproduction because they occur in short supply. For the females, the selection of newly formed wet strips may represent a trade-off between the advantages of using places free of cannibalistic and/or competitive tadpoles and the risks of losing offspring by drought. Our results do not support Cycloramphinae as a valid taxon, indicating that the morphological and behavioral similarities between *Thoropa* and *Cycloramphus* species should be interpreted as convergence.

Key words: *Thoropa miliaris*, parental care, reproduction, cannibalism, Atlantic forest, Brazil.

Resumo

Ecologia e Comportamento Reprodutivo de *Thoropa miliaris* (Spix, 1824) (Anura, Leptodactylidae, Telmatobiinae). As espécies de *Thoropa* estão distribuídas no sul e sudeste do Brasil e têm girinos semiterrestres em ambientes rochosos. Aqui apresentamos dados complementares sobre reprodução, cuidado parental e canibalismo por girinos em *T. miliaris*. Machos guardiões foram testados quanto a perturbações às suas desovas. As desovas foram postas em faixas de umidade na rocha; os ovos foram postos em camada única e estavam aderidos à superfície da rocha, raízes e uns aos outros. Os girinos eclodiram entre quatro e seis dias após a oviposição. O número de ovos em duas desovas foi 750 e 1190; os ovos eram cinza e a porção vitelínica mediu cerca de 1,7 mm em diâmetro; 2,3 mm com a cápsula gelatinosa. Foram observadas interações agressivas entre os machos. Os machos permaneceram com suas desovas durante a noite e reagiram agressivamente às perturbações experimentais. Girinos em estágios tardios foram vistos canibalizando ovos. Uma desova em uma faixa de umidade recém formada morreu por desidratação. As faixas de umidade na rocha são os únicos locais onde os ovos e os girinos podem se desenvolver e representam um fator limitante para a reprodução porque são raras. Para as fêmeas, a seleção de faixas úmidas recém formadas deve representar um balanço entre as vantagens em ocupar lugares livres de girinos canibais e/ou competidores e os riscos de perda de prole por desidratação. Nossos resultados não apóiam Cycloramphinae como um táxon válido, indicando que as similaridades morfológicas e comportamentais entre as espécies de *Thoropa* e *Cycloramphus* devem ser interpretadas como convergência.

Palavras-chave: *Thoropa miliaris*, cuidado parental, reprodução, canibalismo, Mata Atlântica, Brasil.

Introduction

The five species of the genus *Thoropa* Cope, 1865 are distributed in southern and southeastern Brazil (Frost 2004); four species occur in forest environments (Bokermann 1965, Cocroft & Heyer 1988) and one occurs in altitudinal fields (Caramaschi & Sazima 1984). All species are known to live on rocky environments and have semiterrestrial tadpoles, which inhabit shallow slow flowing water on surfaces of rocks (Wandolleck 1907, Lutz 1947, Heyer & Crombie 1979, Caramaschi & Sazima 1984, Cocroft & Heyer 1988, Heyer et al. 1990). Brief accounts on habitat and egg clutches were provided by Wandolleck (1907), Bokermann (1965), Lutz (1974), Heyer & Crombie (1979), and Caramaschi & Sazima (1984).

Among the species of the genus, *T. miliaris* (adults 54 - 71 mm SVL, Heyer et al. 1990) has the widest distribution (Cocroft & Heyer 1988) and is found in rocky environments near the coast in southeastern Brazil. Herein we provide data on egg clutches, time up to hatching, mortality sources of eggs, cannibalism of tadpoles upon eggs, and territoriality. We also present evidences of paternal care in *T. miliaris*. We regard the similarities in the ecology and behavior of *Thoropa* and some *Cycloramphus* Tschudi 1838 (Gripiscini) species as convergence and argued against the acceptance of Cycloramphinae (Frost 2004) as a valid taxon.

Material and Methods

Field work was carried out at Praia da Enseada, municipality of Ubatuba (23° 26'S; 45° 04'W), north coast of the State of São Paulo. In the region, the original vegetation is Atlantic Rain Forest, which is still abundant. The local climate is wet tropical and annual rainfall is around 2,600 mm, with January having the greatest average rainfall. Mean annual temperatures are around 22 °C (Morellato et al. 2000).

Observations were made daily between 22 December 2002 and 5 January 2003, 5-9 March 2003, and 9-10 April 2004. A study plot was established where four males were found calling. The reproductive aggregate was in an 18 m long ledge of granite rock, close (5 m) to the sea, but out of reach of the high tide, waves or splashes. This granite ledge was sloped (40 - 50°) toward the sea and had the upper border covered by ornamental (cultivated) 2 m high plants. Within the plot there were three short (2-3 m) and narrow (0.3 - 0.6 m wide) strips of rock covered by a film of fresh water. Two of these strips retained water all through the December-January study period, during this period one of them dried out after 2-3 days without rain.

Males were individualized by their size and their yellow back mottling pattern. Tadpoles and egg masses were searched for in all the wet surfaces. When two males were found close (0 - 10 cm) to the same egg mass we presumed that the largest and most aggressive one was the father. Embryos and tadpoles were staged following Gosner (1960).

As the eggs were firmly adhered to the rock surface and were difficult to remove, egg number was estimated from close-up photographs of individual egg masses. Hatching time was based on egg masses of known age. To determine the daily pattern of activity of the tadpoles on areas directly exposed to the sunlight, we counted their number on a 0.25 m² plot at a wet strip (site 1, see below) during the day and the night.

In the December-January study period, four resident males were tested for their reaction to disturbance of their egg masses or surrounding ground (males without egg masses). To perform this, we experimentally touched their egg masses or the ground in their vicinities (10 cm) for 3 min with the tip (10 mm diameter ring) of a fine 1.5 m long stick. Each male was tested 2-3 times during the study period, just once within a 24 h period. We conducted all the tests after sun down, when the males were found at their sites. Before each experimental procedure, each male was illuminated for 2 min to allow accommodation.

For comparative purposes (see discussion), the egg number and egg size of *Thoropa miliaris*, *T. megalympanum* Caramaschi & Sazima 1984 and *Cycloramphus boraceiensis* Heyer 1983 were determined based on museum specimens. Females bearing mature eggs (hypertrophied and convolute oviducts) were dissected and their eggs isolated from each other for counting and measurements.

Results

December-January period - Calling and spawning activities were limited to 1-2 nights after rainy days. Three egg masses were found in the wet strips, in places covered and shaded by leaves, but close (< 30 cm) to the rock surface exposed to the sun (Fig. 1). Eggs were laid in a single layer and firmly adhered to the rock surface and frequently to one another and were spread over the rock in irregular areas (within about 250 mm in diameter) (Figs. 2 and 3). The tadpoles of one egg mass hatched between four and six days. One of these egg masses hatched 3.5 days after being laid and the other died from drought before hatching. The egg number in two egg masses was estimated as 750 and 1190.

In the study plot, males were seen at the wet strips only during the night. The males were associated with egg masses, remaining on or close to (< 15 cm) them (Fig. 4) during the night. Two males of very different sizes lived close (< 30 cm) together (hereafter called site 1). The other two males were solitary and were ca. of 4 (site 2) and 15.3 m (site 3) from the site 1 and ca. 11 m from each other. Aggressive interaction was observed once between the two males of site 1, with the large one expelling the smaller from his vicinity (5 cm) by hitting him with his head and by calling aggressively (in a faster rate than that of the advertisement call); the smaller reacted by fleeing to a greater distance (ca.



Figure 1- Habitat of reproduction of *Thoropa miliaris*, note the wet stripes (darker rock surface) formed by a film of water that flows from beneath the plants. Municipality of Ubatuba, São Paulo, Brazil.



Figure 2- Detail of a portion of an egg mass of Thoropa miliaris, note that the eggs are in a single layer, adhered to the rock and either in contact with each other or isolated. Municipality of Ubatuba, São Paulo, Brazil.

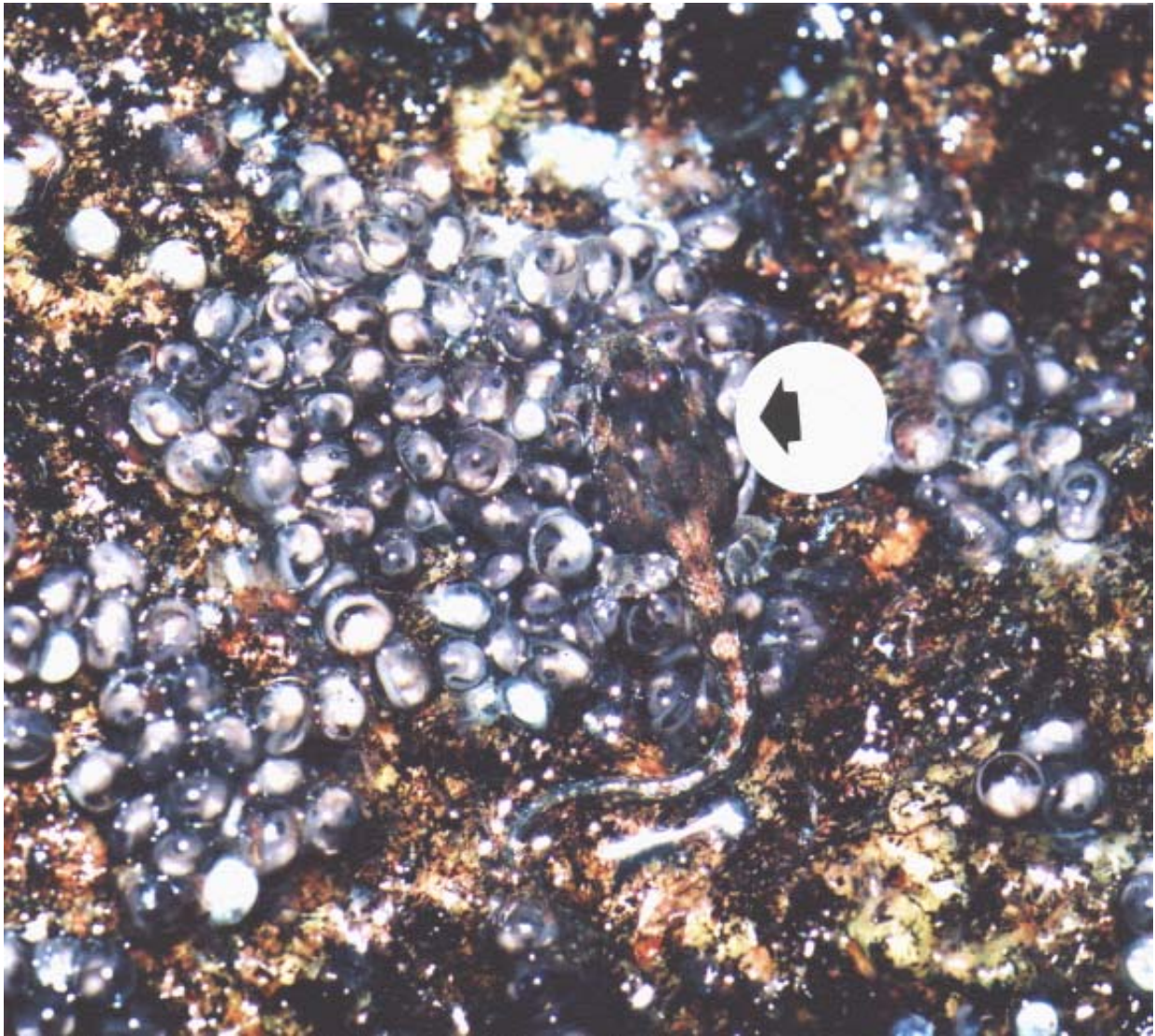


Figure 3- A cannibal tadpole of *Thoropa miliaris* (arrow) feeding on egg capsules. Municipality of Ubatuba, São Paulo, Brazil.



Figure 4- A guarding male of *Thoropa miliaris* on his egg mass. Municipality of Ubatuba, São Paulo, Brazil.



Figure 5. Two tadpoles of *Thoropa miliaris* in a film of water that flows over a rock surface. Municipality of Ubatuba, São Paulo, Brazil.

25 cm). There was one egg mass in site 1 and the largest and most aggressive male was assumed as being the father. An egg mass laid on site 2 succeeded in hatching, its guardian male was observed on or close (< 10 cm) to the eggs in the second and third nights (62 h) after egg laying. An egg mass was laid on site 3, and its guarding male remained there five days, even though this egg mass had died from drought three days after being laid.

All males that were guarding egg masses ($n = 4$) reacted by approaching and biting the tip of the stick at least once. The male on site 3 reacted when he was guarding his egg mass, but did not react again two days later when his egg mass had died from drought. In the March period (see below) the large male in site 1 had no egg mass and did not react to the disturbance.

Tadpoles were active in the water film of rock surface (Fig. 5), with a maximum of 20 tadpoles at 22:00 h ($n = 2$ nights) in the 0.25m² plot (site 1); during the day ($n = 2$) their activities were restricted to shady places. Two large (31 mm total length) and late stage (Gosner 40) tadpoles were found moving on an egg mass during the day (Fig. 3). Close examination revealed that they were feeding on egg capsules of embryos at the stage 23. After the consumption of the capsules, the embryos were exposed and appeared to be dead (motionless) within two minutes ($n = 4$ tadpoles).

March (2003) - No egg mass was found at this time. On March 5 just the site 1 remained wet and was occupied during the night by a large male (assumed to be the same one of the December/January period). Heavy rains fell during the morning of March 8, and all the three strips became wet again, but, during the following night, only site 1 was occupied by a male. The male of site 1 called that night, but more sporadically when compared to the December/January period. At the 0.25 m² plot (site 1), only two (15 mm TL) tadpoles were found at 21:00 h.

April (2004) - At site 1 we found an apparently unattended egg mass (egg close to hatch) that was adhered to roots and relatively exposed to sunlight. When handling (19:00 h) the eggs, a male appeared from behind the vegetation and approached the egg mass. As the observer (AAG) insisted to touch the eggs with his finger, the male approached even further and reacted by beating the finger with his snout and by grasping fast (< 1s) the finger with his arms. During the grasp, the observer felt the finger spines of the male scratching his skin. Besides this observation, it was possible to induce the male to attack (grasp) the observer more two times. The time elapsed from the appearance of the male until the first aggression was about five minutes. No male was heard calling at night in this period.

Egg yolks (ca. 10 h old) averaged 1.7 mm (SD = 0.14, $N = 10$ eggs) in diameter and the eggs averaged 2.3 mm with the jelly capsule (SD = 0.24). In an older (late cleavage) egg mass, the vitelline portion averaged 2.1 mm (SD = 0.15, $N =$

10), and the jelly capsules 2.8 mm (SD = 0.14, $N = 10$). The jelly capsules showed at least two layers and were clean, with no sand or debris adhered to them. The yolk of the eggs was uniformly dark gray. Emergence occurred at Gosner stage 23, when the tadpoles were about 10-11 mm in total length. Newly metamorphosed juveniles averaged 11.1 mm SVL (SD = 0.60; $N = 3$). Some malformed embryos showed absence of eyes, head or tail and incomplete occlusion of the body wall (yolk remained visible).

One analyzed *T. megatympanum* female (44 mm SVL, collected on October 1995) had 360 mature ovarian eggs, each averaging 1.7 mm in diameter (SD = 0.16; $n = 10$). Three *T. miliaris* females (54.4 – 67.0 mm SVL, collected between September and December) averaged 705 (SD = 566; range - 211 - 1323) mature eggs; eggs averaged 1.9 mm diameter (SD = 0.00; $n = 20$ eggs; $n = 2$ females). For these two *Thoropa* species, the eggs were dark gray or dark brown in one hemisphere and light gray in the other. For *C. boraceiensis* (collected between October and January), mature ovarian eggs averaged 50 (SD = 8.9; $n = 3$ females), yolk averaged 3 mm in diameter (SD = 0.14; $n = 10$; $n = 1$ female); they were yellow cream with a well-defined smaller darker brown pole.

Discussion

The male-male aggressive behavior and the fidelity of males to fixed sites of reproduction are indicative of territorial behavior in *Thoropa miliaris*, as already suggested by Bokermann (1965). The spines on fingers of males of *Thoropa* species, have been interpreted as serving to agonistic interactions between males (Cocroft & Heyer, 1988). Our data on parental care of *T. miliaris* revealed that these spines also can be used against egg predators as well. Among frogs, site fidelity is advantageous if it gives the occupant exclusive or priority access to resources that are in short supply (Wells 1977); female frogs also choose territories in which their offspring have greater chances of surviving (Arak 1983). In the study area, the strips of wet rock represent a limiting factor for reproduction because they are rare and are the only places the eggs and tadpoles can develop. For the males, these wet strips also represent a resource that can be monopolized, making territoriality worthwhile. Besides *T. miliaris*, territorial behavior is known in other two species of the genus; Heyer & Crombie (1979) observed fights in *T. petropolitana* and Cocroft & Heyer (1988) reported on the presence of fighting scars on the back of *T. saxatilis*.

The greater number of eggs masses and calling males found in December/January period compared to March/April indicates that at Ubatuba *T. miliaris* reproduces seasonally, with its activity diminishing after January.

Among *Thoropa* species, egg attendance (sensu Crump 1995) was only reported for *T. petropolitana*, a species in which the males remain with their eggs and repel

approaching insects (Heyer & Crombie 1979). Our observations of attacks of a guarding male of *T. miliaris* to a human observer turn low probable that in our experiments the reactive guardian males were attracted to the stick by confounding it with food. Heyer & Crombie (1979) briefly commented that males of *T. miliaris* did not present such egg attendance, in what they were followed by Beck (1998). We interpret this discrepancy as a consequence of a low number of observations or a possible populational variation in the parental care behavior.

Maggots (Diptera larvae) were the only known predators of *Thoropa* (*T. lutzi*) eggs (Bokermann 1965) and our report on tadpole cannibalism appears to be the first case among *Thoropa* species. By being exclusively nocturnal in egg attendance, guardian males of *T. miliaris* apparently cannot provide protection for the eggs against cannibalistic diurnal tadpoles. An intriguing question, that could be tested in future studies, is that the guardian males can be tolerant to tadpole cannibalism, since there is a great chance of the cannibal tadpoles being his own sons. Opportunistic cannibalism appears to be frequent among frogs using phytotelmata (Caldwell & Araújo, 1998), where unpredictable drying or resource shortage and overcrowding may be common and survivorship may be low (Hoff et al. 1999). These generalizations appear to be applicable to *T. miliaris* tadpoles. Tadpole cannibalism also may force adult frogs to choose water bodies free or with lower densities of tadpoles for egg laying (Halloy & Fiano 2000). For *T. miliaris* females, the use of newly formed wet strips may represent a trade-off between the use of places free of cannibalistic and/or competitive tadpoles and the risks of loss of offspring by drought.

Several studies regarded *Thoropa* species as presenting small clutch sizes (Bokermann 1965, Heyer & Crombie 1979, Caramaschi & Sazima 1984) and having large-sized eggs (Lynch 1971, Lutz 1972). Bokermann (1965) described an egg clutch of *T. lutzi* Cochran 1938 (28 mm SVL) as having 33 relatively large (yolk 1.7 mm diameter), and pigmented eggs. Caramaschi & Sazima (1984) described an egg clutch of *T. megatympanum* (38 - 48 mm SVL) as having 94 eggs (yolk diameter not stated). We found that female *T. miliaris* and *T. megatympanum* bear more than 350 mature ovarian eggs, each one of relatively small size (yolk portion 1.5 - 1.7 mm diameter). When guarding large egg masses (> 800 eggs), *T. miliaris* males may be caring for multiple clutches; the scarcity of proper places for egg laying, the variable hatching time within an egg mass, and the extensive area (about 250 mm diameter) occupied by the egg mass are concordant with this hypothesis.

Thoropa (Telmatobiinae, Batrachylini, cf. Lavilla 1988) and *Cycloramphus* (Gripiscini, sensu Lynch 1971) species often occur in sympatry in the Atlantic Forest (Heyer et al. 1990) and present similar morphological and reproductive features related to live on wet-rock surfaces (Giaretta &

Cardoso 1995, Giaretta & Facure 2003), such as dorso-ventrally flattened adults and semi-terrestrial larvae (Bokermann 1965, Lavilla 1988). The male egg-attendance behavior in *Thoropa miliaris* described here represents another similar feature of both genera (Lutz 1972, Heyer & Crombie 1979, Giaretta & Cardoso 1995, Giaretta & Facure 2003). In the genus *Cycloramphus*, some species reached higher levels of specialization toward terrestriality, including endotrophic tadpoles (Heyer & Crombie 1979).

The taxon Cycloramphinae (Frost 2004) presupposes close phylogenetic relationship between *Thoropa* and *Cycloramphus*, however, details of habitat and clutch/egg sizes appear to be quite different in similar sized species of *Thoropa* and *Cycloramphus*. Future studies in niche differentiation between forest dweller *Thoropa* species would reveal that they prefer well-illuminated/hotter sites at the forest border, while *Cycloramphus* species are strictly umbrophylous. *Cycloramphus dubius* (Giaretta & Cardoso 1995) and *C. boraceiensis* (see also Giaretta & Facure 2003 and *Calphotos*) have egg clutches with less than one hundred eggs, each egg being large (3 mm diameter) and cream/brown colored, while *Thoropa* species have small and dark-pigmented eggs. Considering the morphological dissimilarities (Lynch 1971) and the ecological and behavioral differences between *Thoropa* and *Cycloramphus* (present work), we regard as convergence the male parental care in both groups; a firm phylogenetic analysis of leptodactylid frogs would help to make this clear. At present we are reluctant to take the parental behavior of *Cycloramphus* and *Thoropa* species as an evidence supporting Cycloramphinae (Frost 2004) as a valid taxon.

Acknowledgements

Dr. W. R. Heyer critically read an early version of the draft. Dr. A. Kwet helped us by providing the wonderful 1907 Wandolleck's paper and by helping us with the German language.

References

- ARAK, A. 1983. Male-male competition and mate choice in anuran amphibians. In *Mate Choice* (P. Bateson, ed.). Cambridge Univ. Press, Cambridge, p.181 -210.
- BECK, C.H. 1998. Mode of fertilization and parental care in anurans. *Anim. Behav.* 55:439-449.
- BOKERMANN, W.C.A. 1965. Notas sobre as espécies de *Thoropa* Fitzinger (Amphibia, Anura). *An. Acad. Bras. Cienc.* 37:525-537.
- CALDWELL, J.P. & ARAÚJO, M.C. 1998. Cannibalistic interactions resulting from indiscriminate predatory behavior in tadpoles of poison frogs (Anura: Dendrobatidae). *Biotropica* 30:92-103.

- CARAMASCHI U. & SAZIMA, I. 1984. Uma nova espécie de *Thoropa* da Serra do Cipó, Minas Gerais, Brasil (Amphibia, Leptodactylidae). *Rev. bras. Zool.* 2:139-146.
- COCROFT, R.B. & HEYER, W.R. 1988. Notes on the frog genus *Thoropa* (Amphibia: Leptodactylidae) with a description of a new species (*Thoropa saxatilis*). *Proc. Biol. Soc. Wash.* 10:209-229.
- CRUMP, M.L. 1995. Parental Care. In *Amphibian Biology*, vol. 2. (H. Heatwole & B. K. Sullivan, eds.). Surrey Beatty and Sons. Chipping Norton, New South Wales, p. 518 - 567.
- FROST, D.R. 2004. *Amphibian Species of the World: an Online Reference*. Version 3.0 (22 August, 2004). Electronic Database accessible at <http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html>. American Museum of Natural History, New York, USA.
- GIARETTA, A.A. & CARDOSO, A.J. 1995. Reproductive behavior of *Cycloraphus dubius* Miranda-Ribero (Amphibia, Anura, Leptodactylidae). *Rev. bras. Zool.* 12:233-237.
- GIARETTA, A.A. & FACURE, K.G. 2003. *Cycloramphus boraceiensis*- Egg clutch attendance. *Herpetological Review* 34:50.
- GOSNER K.L. 1960. A simplified table for staging anuran embryos and larvae with notes on identification. *Herpetologica* 16:183-190.
- HALLOY, M. & FIANO, J.M. 2000. Oviposition site selection in *Pleurodema borellii* (Anura: Leptodactylidae) may be influenced by tadpole presence. *Copeia* 2000:606-609.
- HEYER, W.R. & CROMBIE, R.I. 1979. Natural history notes on *Craspedoglossa stejnegeri* and *Thoropa petropilitana* (Amphibia: Salientia, Leptodactylidae). *J. Wash. Acad. Sci.* 69:17-20.
- HOFF, K., BLAUSTEIN, A.R., MACDIARMID, R. & ALTIG, R. 1999. Behavior. Interactions and Their Consequences. In *Tadpoles. The Biology of Anuran Larvae*. (R. MacDiarmid & R. Altig, eds.). Univ. Chicago Press. Chicago, p. 215-239.
- HEYER, W.R., RAND, A.S., CRUZ, C.A.G., PEIXOTO, O.L. & NELSON, C.E. 1990. Frogs of Boracéia. *Arq. Zool.* 31:235-410.
- LAVILLA, E.O. 1988. Lower Telmatobiinae (Anura: Leptodactylidae): generic diagnoses based on larval characters. *Occas. Pap. Mus. Nat. Hist. Univ. Kansas* 124:1-19.
- LUTZ, B. 1949. Trends toward non-aquatic and direct development in frogs. *Copeia* 1949:242-255.
- LUTZ, B. 1972. Geographical and ecological notes on Cisandine to Platine frogs. *J. Herp.* 6:83-100.
- LYNCH, J.D. 1971. Evolutionary relationships, osteology, and zoogeography of Leptodactyloid frogs. *Univ. Kansas Publ. Mus. Nat. Hist.* 53:1-238.
- WANDOLLECK, B. 1907. Einige neue und weniger bekannte Batrachier von Brasilien. *Abhand. Ber. Königl. Zool. Antrop. Ethno. Mus. Desden* 11: 1-16.
- WELLS, K.D. 1977. The social behavior of anuran amphibians. *Anim. Behav.* 25:666-693.

Title: Reproductive Ecology And Behavior Of *Thoropa Miliaris* (Spix, 1824) (Anura, Leptodactylidae, Telmatobiinae)

Authors: Ariovaldo Antonio Giaretta & Kátia Gomes Facure

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN03704022004>

Date Received 01/05/2003 Revised 02/15/2003
 Accepted 03/07/2003

ISSN 1676-0611

**TITULO: CYTOGENETICS OF THE FRESHWATER CYCLOPOID
MESOCYCLOPS LONGISETUS LONGISETUS (CRUSTACEA,
COPEPODA) FROM SÃO CARLOS, SÃO PAULO, BRAZIL.**

William Marcos da Silva¹ & Takako Matsumura-Tundisi²

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+bn03604022004>

Date Received : 05/01/04

Revised: 09/03/2004

Accepted: 09/21/2004

¹Universidade Federal do Mato Grosso do Sul, Depto. de Eng. Hidráulica e Transportes.
Cx. Postal 549, Cidade Universitária S/N
79070-900-Campo Grande, MS.
Email: wmsilvax@starmedia.com

²International Institute of Ecology
R. Bento Carlos, 750
13560-660 São Carlos, SP
Email: tmt.iie@iie.com.br

Abstract

A cytogenetic study was carried out on the early embryonic stages of the cyclopoid species *Mesocyclops longisetus longisetus* (Crustacea, Copepoda) from freshwater environments of the São Carlos area of south-east Brazil. Chromatin was staining using acetic orcein solution. The species showed $2n = 14$ chromosomes and presented chromatin diminution in the 4th embryonic cleavage. The eliminated chromatin was concentrated in the equatorial region of the embryonic cell. The results were compared with data for other cyclopoid species of temperate regions.

Key words: *Cyclopoida*, *Mesocyclops longisetus longisetus*, *cytogenetics*, *chromatin diminution*, *chromosomal number*.

Resumo

Realizou-se estudos citogenéticos das fases iniciais da ovogênese da espécie de Cyclopoida *Mesocyclops longisetus longisetus* (Crustacea, Copepoda) de corpos de água doce de São Carlos, SP, Brasil. A cromatina foi corada com solução de orceína. A espécie apresentou $2n=14$ cromossomos e também foi verificado o fenômeno de diminuição de cromatina na 4^a clivagem da ovogênese. A cromatina eliminada concentrou-se na região equatorial das células. Estes resultados são comparados com outras espécies de Cyclopoida de regiões temperadas e também com a mesma espécie registrada na América do Norte. A importância do estudo citogenético para a taxonomia é discutida.

Palavras-chave: *Cyclopoida*, *Mesocyclops longisetus longisetus*, *citogenética*, *diminuição de cromatina*.

1. Introduction

Cytogenetic studies are important to understand better the biology and evolution of organisms. Copepod taxonomists have utilized such studies to separate morphologically close populations and species (Wyngaard & Chinnapa, 1982). Cytotaxonomy was proposed by Chinnapa & Victor (1979) as a tool in the differentiation of North American and European cyclopoid species. These authors concluded that some morphologically similar species from Europe and North America have different chromosomal numbers. Similar studies were carried out by Grishanin & Akif'ev (1999) for discriminating two cyclopoid populations from Europe that had different chromosome numbers but similar morphologies. Besides chromosomal number, the presence or absence of chromatin diminution, a phenomenon that occurs in some species of Copepoda, can be a useful characteristic in the taxonomy of cyclopoid species (Doward & Wyngaard, 1997).

Cytogenetic studies on copepod populations have been concentrated in the northern hemisphere, especially the United States and Europe, while in the southern hemisphere, such studies are nonexistent. The present study represents a contribution to cytogenetic studies on copepods, involving the cyclopoid *Mesocyclops longisetus longisetus* (Crustacea, Copepoda) from São Paulo State, Brazil.

2. Material and Methods

The organisms were collected with a 68µm net in artificial ponds at São Carlos (22° 01' S and 47° 89' W) São Paulo, Brazil. The species was identified using morphological characters, such as the last segment of the antennule (Fig. 1A) and the seminal receptacle (Fig. 1B), as proposed by Dussart (1987) for *Mesocyclops longisetus* sub-species.

Ovigerous females were separated, and the egg sacs removed with a needle, without killing the mothers. The eggs sacs were put in 1.5mL microcentrifuge Eppendorf tubes in a 5:1 solution of distilled water colchicine (0,025%) for 30 minutes. The fixation and staining procedures followed those utilized by Grishanin et al. (1996) and Grishanin & Akif'ev (1999): the egg sacs were fixed in a 3:1 solution of ethanol:acetic acid for 15 minutes, and transferred to fresh solution for one hour at 4°C. The staining was carried out with orcein 1% in a 1:1 solution of acetic acid:lactic acid, immersing the egg sacs for the duration of one hour. Stained egg sacs were squashed under a coverslip on microscope slides, and observed using optical microscopy; images were captured with a digital recording system.

3. Results

Figures 2a, b and c show pictures and schematic drawings of the copepod chromosomes, presenting a value

of where chromosome number is $2n = 14$. Figures 3a, b and c demonstrate the occurrence of chromatin diminution; Fig. 3a shows the chromosomes before the 4th cleavage of the egg cell; Fig. 3b shows the 4th cleavage where the chromatin diminution occurs with eliminated chromatin in the equatorial region of the cell, and Fig. 3c shows the egg cells after 4th cleavage, presenting short chromosomes.

4. Discussion

Wyngaard & Rasch (2000), reviewing the occurrence of chromatin diminution in cyclopoid species, stated that this phenomenon has been recorded for two species of the genus *Mesocyclops*, *M. edax* and *M. longisetus* (registered in North American freshwaters bodies), while it has not been observed in *M. ruttneri*.

Comparing the chromatin diminution phenomenon in *Mesocyclops longisetus* from North American specimens with the *M. longisetus longisetus* specimens from Brazil, it can be noted that the diminution was found to occur in different embryonic cleavage stages. In the *Mesocyclops* from Brazil, the chromatin diminution occurred in the 4th egg cleavage (16 cells) while in the *Mesocyclops* from North America, the chromatin diminution occurred in the 6th egg cleavage (64 cells) (Doward & Wyngaard 1997). These authors considered that the embryonic stage for chromatin diminution is constant for a given species, with rare exceptions and, therefore, can be species specific.

Wyngaard (2000) reported that utilization of chromatin diminution as a taxonomic feature was proposed by Einsle (1962) to resolve identification problems for the European cyclopoid species *Cyclops furcifer*, *C. heberti* and *C. singularis*. Thus, the difference in the cleavage stage between North American and Brazilian *Mesocyclops longisetus* could be strong indication that different species, and not sub-species, are involved, however, further studies are needed.

Cytogenetic data is useful for differentiation between closely related morphologically similar species. An example of such a study is that of Grishanin & Akif'ev, (1999) for *Cyclops strennus strennus* from Russia and *C. strennus strennus* from Germany. According to these authors chromosome numbers were different in two cases i.e., with *Cyclops strennus strennus* from Russia had $2n = 24$ and *C. strennus strennus* from Germany $2n = 22$. This difference would account for genetic isolation of the two populations through interbreeding disability. The comparison of chromosome number between Brazilian and North American *Mesocyclops longisetus* is not yet possible due to the lack of information on the chromosome number of North American species. However, based on the difference in the cleavage stage for chromatin diminution, here is supportive evidence that the two populations may belong to two different species, as observed with *Cyclops strennus*. Further stud-

Figure 1. *Mesocyclops longisetus longisetus* from south-east Brazilian fresh water: (A) 17th antennule segment, (B) genital segment and seminal receptacle. Bar is 100 μ m.

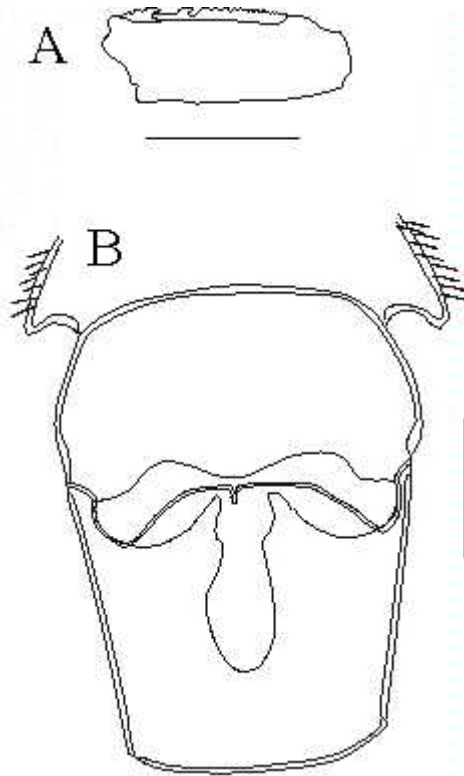


Figure 2. *Mesocyclops longisetus longisetus* egg cell: (A) Picture of the chromosomes; (B) Draw of chromosomes presented in the picture; (C) Chromosomes pair wised.

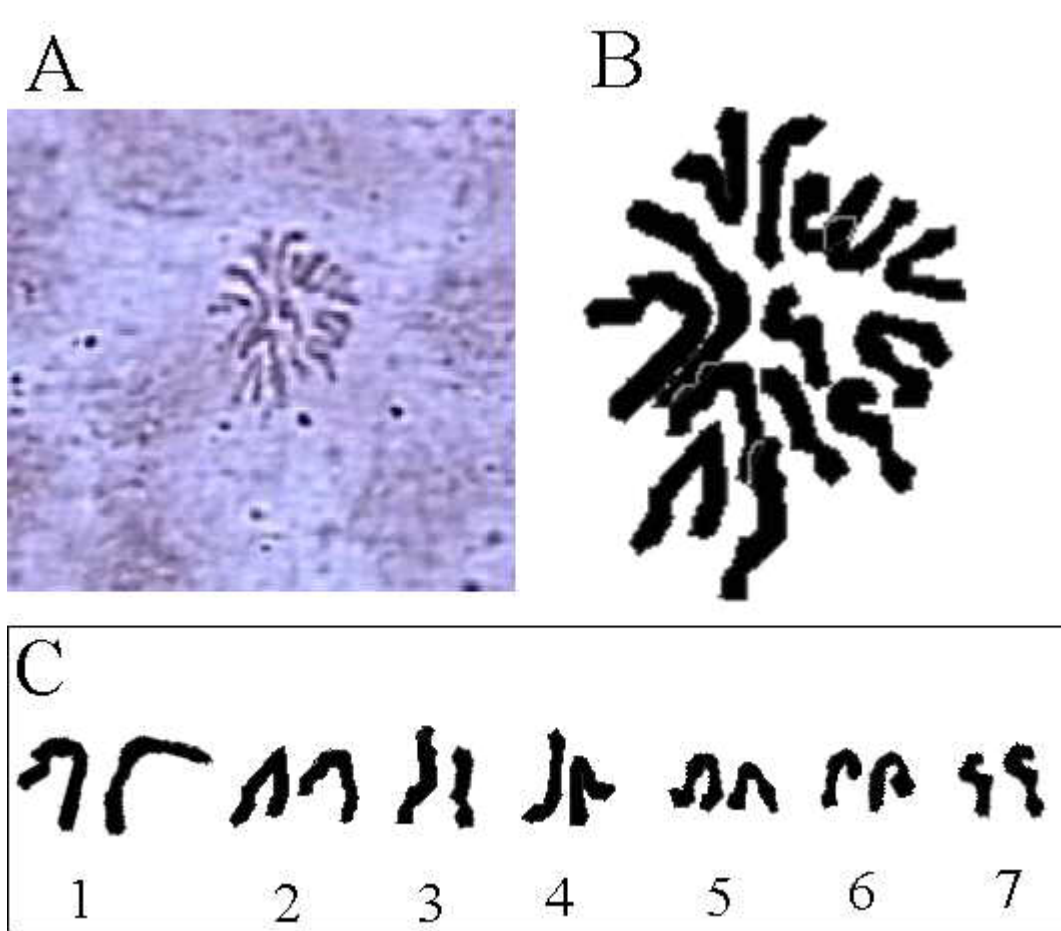
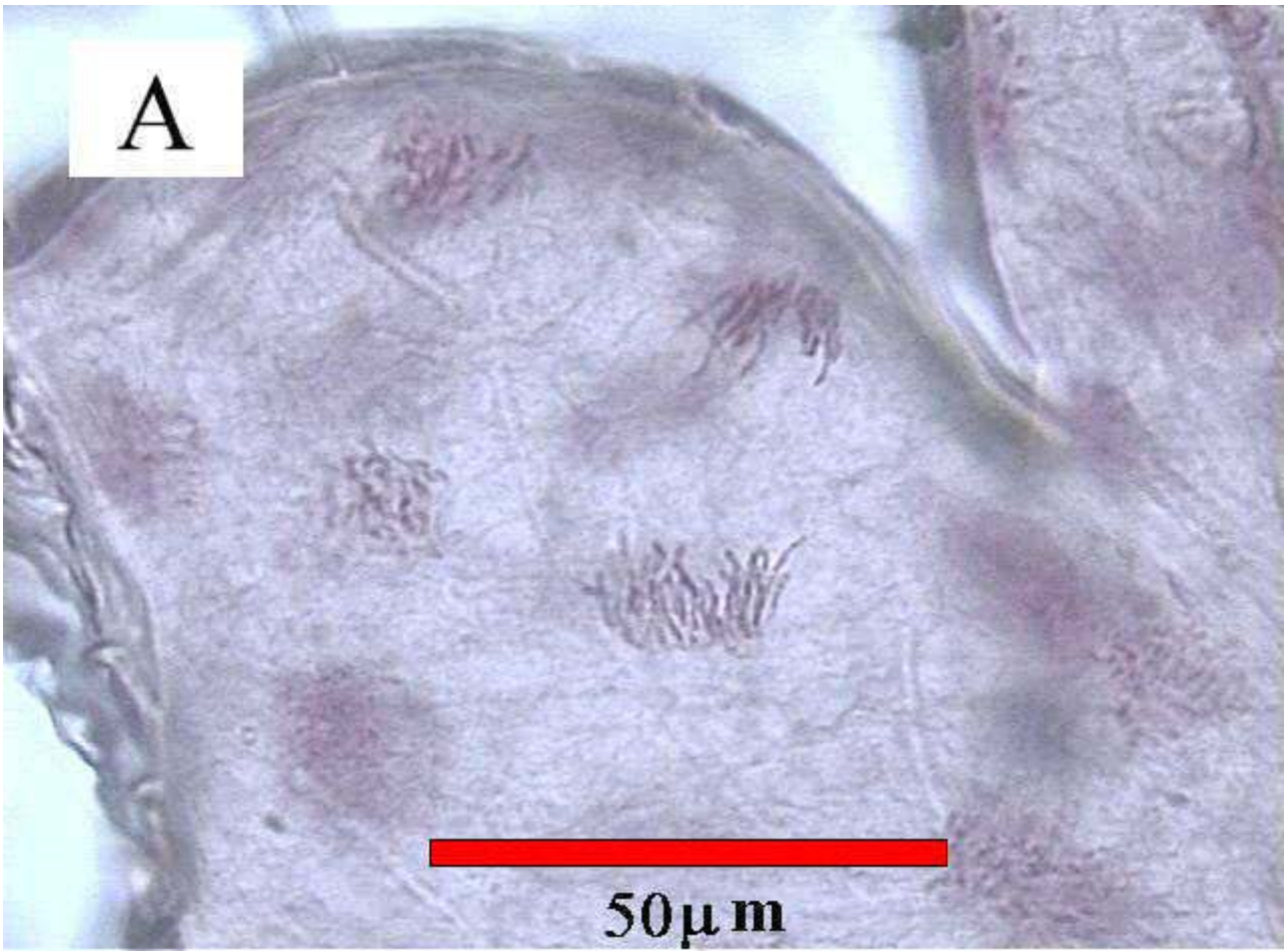
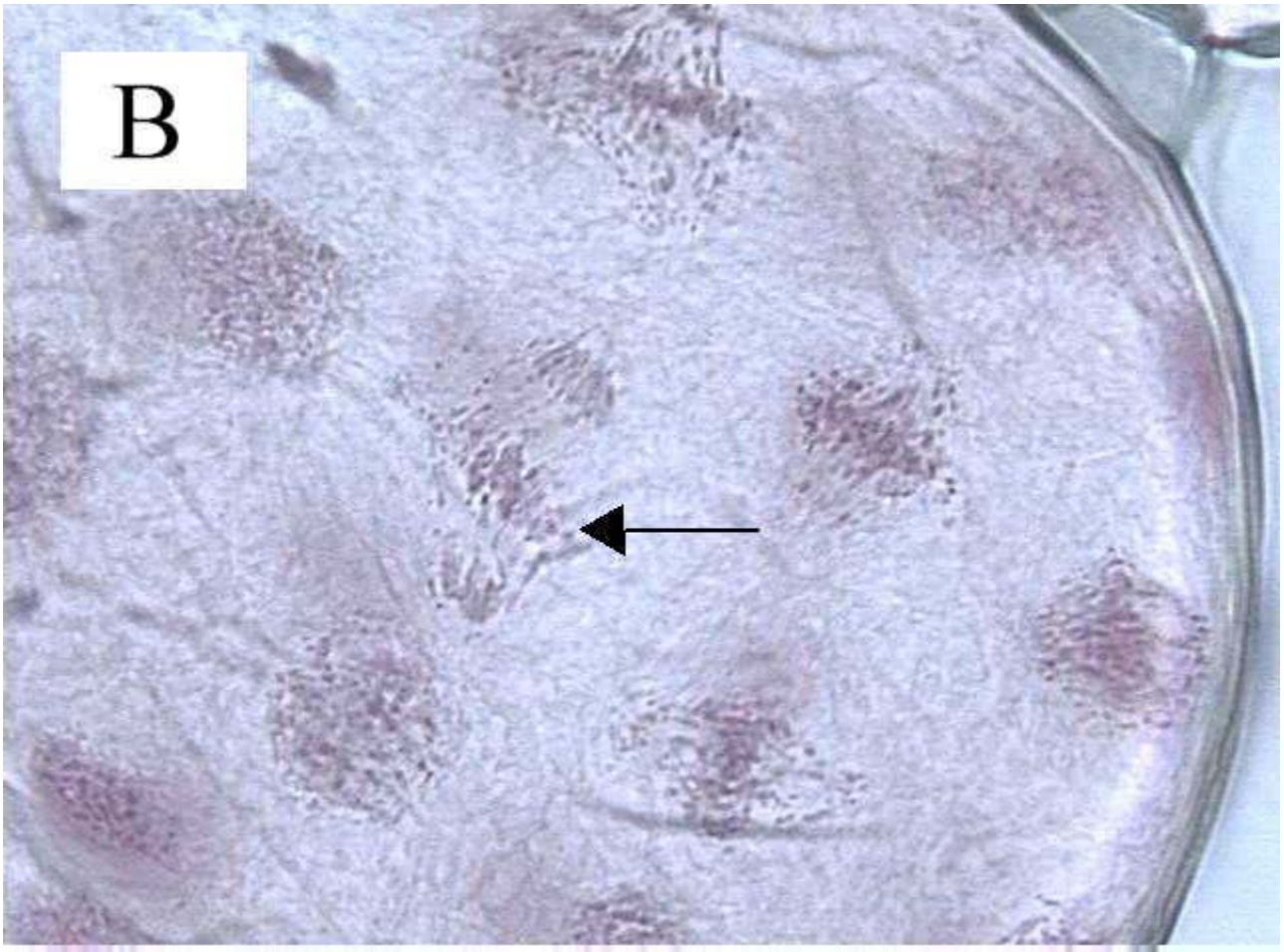


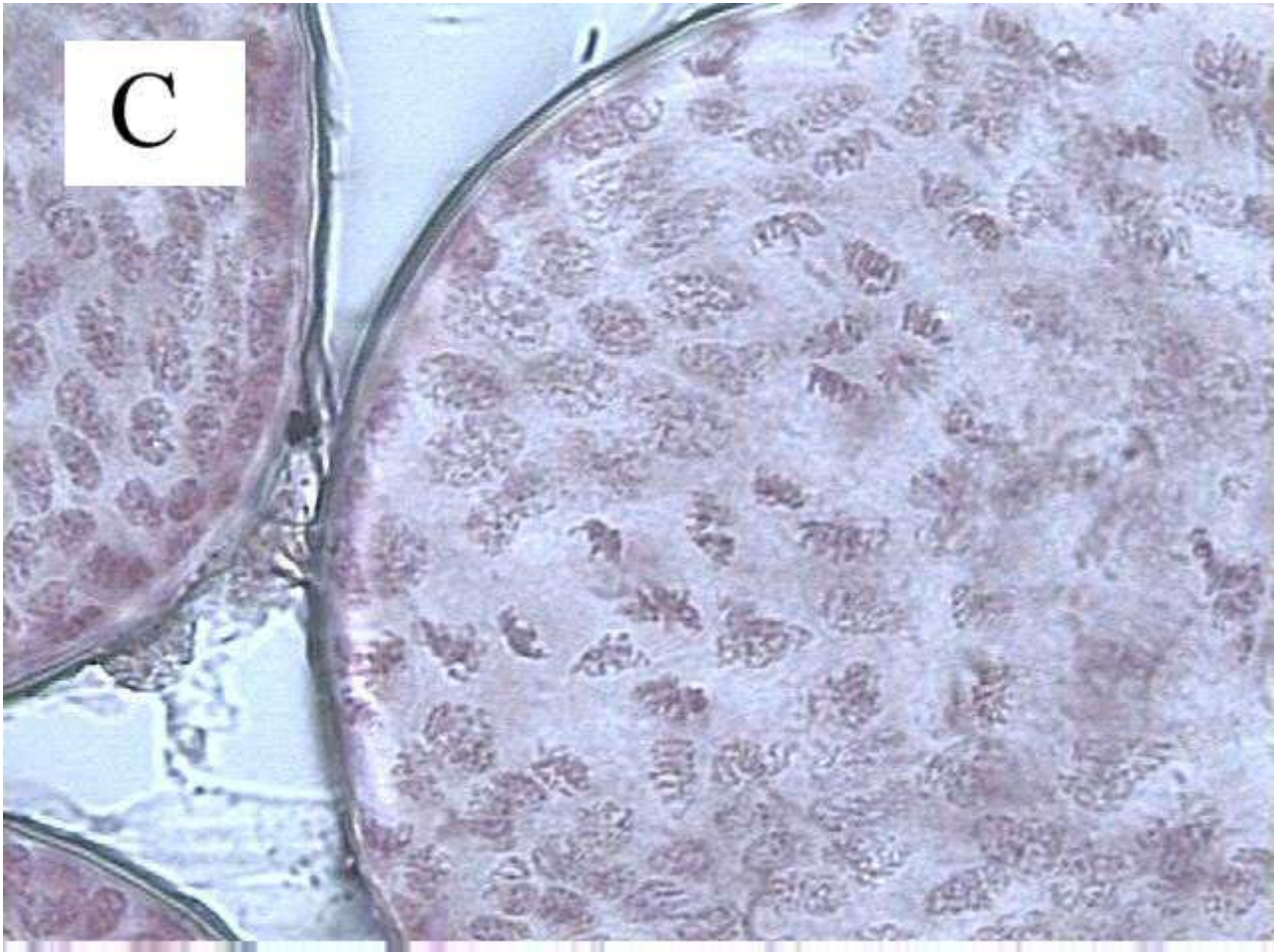
Figure 3. *Mesocyclops longisetus longisetus* chromatin diminution: (A) Chromosomes before 4th cleavage;



(B) 4th cleavage with chromatin diminution, setae indicates chromosome decrease in the equatorial area;



(C) shorter chromosomes after 4th cleavage.



ies are needed to elucidate their status.

5. Acknowledgements

We express thanks to Dr. Grace Wyngaard and Dr. Andrey Grishanin from James Madison University (VA, USA). To Dr. Orlando Moreira Filho from Universidade Federal de São Carlos and to FAPESP for financial support. This work is part of BIOTA/FAPESP: The Virtual Institute of Biodiversity (www.biota.org.br).

6. References

1. CHINNAPA C.C. & VICTOR, R. 1979. Cytotaxonomic studies on some cyclopoid copepods (Copepoda, Crustacea) from Ontario, Canada. *Can. J. Zool.* 57: 1597-1604.
2. DORWARD H.M. & WYNGAARD, G.A. 1997. Variability and pattern of chromatin diminution in the freshwater Cyclopidae (Crustacea: Copepoda). *Arch. Hydrobiol. Suppl.* 107(4):447-465.
3. DUSSART, B.H. 1987. Sur quelques *Mesocyclops* (Crustacea, Copepoda) d'Amérique du Sud. *Amazoniana* 10(2): 149-161.
4. EINSLE, U. K. 1962. Die bedeutung der chromatin-diminution für die systematik der gattung *Cyclops* s. str. *Naturwiss.* 49: 4-90.
5. GRISHANIN, A.K., KHUDOLII, G.A., SHAIKHAEV, G.O., BRODSKII, V.Y., MAKAROV, V.B., AKIE'EV, A.P. 1996. Chromatin diminution in *Cyclops kolensis* (Copepoda, Crustacea) is a unique example of genetic engineering in nature. *Russ. J. Genet.* 32(4): 424-430
6. GRISHANIN, A.K. & AKIF'EV, A.P. 1999. Interpopulation differentiation within *C. kolensis* and *C. strennus* (Crustacea: Copepoda): evidence from cytogenetic methods. *Hydrobiologia* 417: 37-42.
7. WYNGAARD, G.A. 2000. The contributions of Ulrich K. Einsle to the taxonomy of the copepoda. *Hydrobiologia* 417: 1-10.
8. WYNGAARD, G. A. & RASCH, E. M., 2000. Patterns of genome size in the copepoda. *Hydrobiologia* 417: 43-56.
9. WYNGAARD, G.A. & CHINNAPA, C.C. 1982. General biology and cytology of cyclopoids. In *Developmental biology of freshwater invertebrates. Edited by R.W. Harrison and R.C. Cowden.* Alan R. Liss, New York. pp. 485-533.

Title: Cytogenetics of the freshwater cyclopoid *Mesocyclops longisetus longisetus* (Crustacea, Copepoda) from São Carlos, São Paulo, Brazil.

Authors: William Marcos da Silva & Takako Matsumura-Tundisi

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?short-communication+bn03604022004>

Date Received : 05/01/04 - Revised: 09/03/2004
 Accepted: 09/21/2004

ISSN 1676-0611

REVISÃO SINÓPTICA DAS ESPÉCIES BRASILEIRAS DE ÁCAROS MARINHOS

Almir Rogério Pepato^{1,2} & *Cláudio Gonçalves Tiago*¹

Biota Neotropica v4(n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?taxonomic-review+BN02604022004>

recebido em: 15/12/2003

revisado em: 30/6/2004

publicado em: 01/07/2004

1 Centro de Biologia Marinha da Universidade de São Paulo
Rodovia Manoel Hipólito do Rego, km 131,5; São Sebastião - SP; CEP 11600-000; Brasil
<http://www.usp.br/cbm> Fax: + 55 12 3862-6646

2 Departamento de Zoologia – Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo
Caixa Postal 11461 - 05422-970 - São Paulo, SP, Brasil

<http://marcus.ib.usp.br/>
e-mail: pepato@ig.com.br; clgtiago@usp.br

Autor para correspondência:

Almir Rogério Pepato

Centro de Biologia Marinha (CEBIMar) Universidade de São Paulo
Rodovia Manoel Hipólito do Rego, km 131,5 São Sebastião - SP 11600-000 Brasil
e-mail: pepato@ig.com.br Fax: + 55 12 3862-6646

Abstract

Synoptic review of marine Acari species from Brazil

The Brazilian species of marine Acari belonging to the families Halacaridae, Tydeidae, Selenoribatidae and Hyadesiidae are presented. The diagnosis of the families, genus and species is given as well as their geographic distributions.

Key words: *Halacaridae, Selenoribatidae, Tydeidae, Hyadesiidae, Acari, Brazil, South-West Atlantic.*

Resumo

Revisão sinóptica das espécies brasileiras de ácaros marinhos

O presente trabalho reúne as informações sobre as espécies de ácaros marinhos das famílias Halacaridae, Tydeidae, Selenoribatidae e Hyadesiidae registradas para o litoral brasileiro. São apresentadas as diagnoses das famílias, gêneros e espécies, bem como sua distribuição geográfica.

Palavras-chave: *Halacaridae, Selenoribatidae, Tydeidae, Hyadesiidae, Acari, Brasil, Atlântico Sul-Occidental.*

1. Introdução

As comunidades de meiofauna, sejam intersticiais ou associadas a outros substratos, como macroalgas, esponjas, colônias de diversos invertebrados, etc, apresentam uma enorme diversidade. Em tais comunidades encontramos representantes de diversos táxons como Nematoda, Copepoda, Acari, Ostracoda, Turbellaria, Oligochaeta, Rotifera, Tardigrada, Polychaeta, Kinorhyncha e Gnathostomulida. Geralmente os quatro primeiros táxons perfazem 98% de toda a meiofauna da comunidade de fital.

As comunidades de meiobentos apresentam valores de biomassa menores que as de macroalgas e de macrobentos, mas suplantam numericamente as de macrofauna e contribuem com 25% da produção secundária, constituindo assim um importante componente do ecossistema marinho (Curvêlo & Corbisier, 2000).

A compreensão da dinâmica interna dessas comunidades depende do conhecimento da sistemática e biologia dos grupos que as compõem. Dentre os ácaros, que podem constituir o segundo grupo mais numeroso em determinadas épocas do ano, existem desde formas fitófagas até eficientes predadores de 500 µm de comprimento.

1.1 Os ácaros no ambiente marinho

A maioria dos ácaros, como os demais quelicerados, são predadores terrestres. Apesar disso, muitas espécies de ácaros se tornaram parasitas de animais e plantas, enquanto outras ocuparam com sucesso ambientes aquáticos, como os Hydrachnellae e Halacaridae.

Em particular, o ambiente marinho recebeu diversas invasões de ácaros. Podemos encontrar nele representantes das famílias Rhodacaridae, Uropodidae, Halacaridae, Erythraeidae, Fortuyniidae, Hyadesiidae, Selenoribatidae e Tydeidae. De todos eles, os mais bem sucedidos e encontrados em maior número de ambientes são os pertencentes à família Halacaridae, com pelo menos 900 espécies marinhas.

Os ácaros marinhos são exclusivamente bentônicos e vivem em quase todas as partes do oceano, desde a faixa entremarés até o mar profundo (Bartsch, 1988). São encontrados sobre algas, colônias de hidrozoários e briozoários, cracas, esponjas e no próprio sedimento. Muitos ácaros marinhos são predadores, alguns são detritívoros ou herbívoros e poucas espécies são parasitas (Schuster & Bartsch, 1986; Bartsch, 1988).

1.2 Histórico do conhecimento da acarofauna marinha brasileira

O conhecimento da acarofauna marinha brasileira até o momento é muito precário, tendo sido registradas apenas dez espécies, a maioria descrita em trabalhos publicados há mais de 100 anos.

Um grande número de trabalhos registra este grupo apenas em nível de ordem, como Masunari (1983), em amostras de *Amphiroa beauvoisii* coletadas em costão rochoso (Ilha das Palmas, Guarujá, Estado de São Paulo), Medeiros (1987), na meiofauna de praia arenosa (Ilha Anchieta, Ubatuba, Estado de São Paulo), e Curvêlo & Corbisier (2000), na meiofauna vágil de *Sargassum cymosum* (Praia do Lázaro, Ubatuba, Estado de São Paulo), dando conta da grande abundância desses organismos.

No entanto, até 1962 apenas sete espécies de ácaros haviam sido registradas para a costa brasileira, todas da família Halacaridae e descritas a partir de espécimes coletados no litoral do Estado da Bahia e na foz do Rio Amazonas (Estado do Pará) (Biasi, 1964; Tiago & Migotto, 1999). No litoral do Estado da Bahia os exemplares de *Copidognathus basidentatus* (Trouessart, 1900a) e *Copidognathus caulifer* (Trouessart, 1900a) foram obtidos a partir de algas e enviados por von Ihering (certamente Hermann von Ihering, diretor do Museu Paulista por essa época) para o autor, no Museu de História Natural de Paris. Na foz do Rio Amazonas exemplares de *Copidognathus speciosus* (Lohmann, 1893), *Copidognathus lamellosus* (Lohmann, 1893), *Agauopsis brevivalpus* (Trouessart, 1889), *Agaua nationalis* (Lohmann, 1893) e *Agaua panopae squamifera* (Lohmann, 1893) foram coletados pelo navio de pesquisas "National", que realizou estações de coleta pelo Atlântico Norte em uma expedição que ficou conhecida como "Plankton Expedition" (julho a novembro de 1889).

As outras espécies registradas para o litoral brasileiro foram resultado de coletas realizadas entre maio e dezembro de 1960 por Reinhart Schuster (Professor do Instituto de Zoologia da Universidade de Graz, Áustria) em costões rochosos (São Sebastião, Ubatuba, Santos, Itanhaém e Recife), praias (São Sebastião, Rio de Janeiro e Recife) e manguezais (Cananéia e Recife). No artigo resultante destas coletas (Schuster, 1962), o autor descreve a zonação das espécies de artrópodes terrestres que invadiram o ambiente marinho, incluindo os ácaros. Schuster identificou os ácaros até a categoria menos inclusiva possível ou, caso a semelhança justificasse, incluiu-os em espécies já conhecidas. Dessa maneira, designou para nosso litoral três prostigmatas [*Nanorchestes amphibius* (Topsent & Trouessart, 1890) e dois Trombidiformes designados como Trombidiformes I e II], cinco mesostigmatas [*Arctoseius* sp. B, um Uropodina designado como Uropodine I, duas espécies de *Dendrouropoda* (*D. sp. A* e *D. sp. B*), e *Rhodacaropsis inexpectatus* (Willmann, 1935)], um oribatídeo, designado como *Thalassozetes* sp. A, e um astigmatas, *Hyadesia curassaviensis* (Viets, 1936).

Alguns exemplares dos prostigmatas coletados em São Sebastião por Schuster, foram utilizados em 1965 por André & Naudo na descrição de *Tydeus (Pertydeus) schusteri* André & Naudo, 1965.

Mais tarde Grandjean, utilizando os espécimes coletados por Schuster e identificados como *Thalassozetes* sp. A, descreveu *Schusteria littorea* Grandjean, 1968.

Em 1984 os exemplares identificados inicialmente como *Hyadesia curassaviensis* Viets, 1936 foram descritos como *Amhyadesia brasiliensis* Fain & Schuster, 1984.

2. Lista comentada de espécies brasileiras de ácaros marinhos

A listagem apresentada neste trabalho inclui apenas espécies com nomes válidos, cuja ocorrência foi assinalada para o litoral brasileiro em trabalhos de cunho taxonômico. Ficam excluídas, portanto, as espécies *Nanorchestes amphibius* (Topsent & Trouessart, 1890) e *Rhodacaropsis inexpectans* (Willmann, 1935) registradas em Schuster (1962), que limitou seus objetivos à ecologia dos pequenos artrópodes terrestres no ambiente marinho.

Halacaridae

Prostigmatas com estigmas ausentes. Usualmente com quatro placas dorsais separadas por integumento membranoso estriado: uma placa anterior dorsal (AD), duas placas oculares (OC) geralmente portando córneas e uma placa posterior dorsal (PD). Série dorsal de 5 pares de setas (ds-1 a ds-5), com poucas exceções. As camadas mais profundas da cutícula são perfuradas por pequenos poros, conhecidos como canaliculi. Macho com densas coroas de setas em torno da abertura genital e fêmea com poucas, três ou quatro setas tipicamente.

Copidognathus Trouessart, 1888

Diagnose: Placas oculares dorsais. Palpos são formados por quatro segmentos. O terceiro segmento palpal não possui setas e raramente possui um espinho. Quarto segmento possui três setas basais. Fêmeas possuem três pares de setas perigenitais e um par de setas subgenitais localizadas anteriormente. Quarto segmento da perna I mais curto que o terceiro e o quinto. Quinto segmento da perna I possui três setas ventrais não pareadas. Um único estágio ninfal (Protoninfa).

Copidognathus basidentatus (Trouessart, 1900a)

Halacarus basidentatus Trouessart, 1900a: 39.

Pontacarus basidentatus, Piersig & Lohmann, 1901: 287.

Copidognathus basidentatus, Bartsch, 1983: 180.

Diagnose: O palpo nessa espécie apresenta o segmento distal curto e o terceiro segmento provido de um espinho na sua face interna. Essas características, que serviram como base para a criação do gênero *Pontacarus*,

são compartilhadas com *Copidognathus curassaviensis* e espécies correlatas, o que levou à sinonímia de *Pontacarus* (Bartsch, 1983).

Distribuição: Bahia (Brasil), em algas.

Copidognathus caulifer (Trouessart, 1900a)

Halacarus gibbus caulifera Trouessart, 1900a: 40.

Halacarus (Copidognathus) gibbus caulifer, Piersig & Lohmann, 1901: 298.

Copidognathus (Copidognatopsis) gibbus caulifer, Viets, 1927: 144.

Copidognathus caulifer, Bartsch, 1985:33.

Diagnose: Semelhante a *Copidognathus gibbus remipes* Trouessart, 1894 no que se refere às extensas lamelas nas pernas, mas distinto quanto à presença de um extenso prolongamento da placa ocular e por apresentar o corpo mais fortemente esclerotizado que o daquela espécie.

Distribuição: Bahia (Brasil), em algas.

Observações: Trouessart (1900a) identificou exemplares coletados na costa do Chile como pertencentes a essa espécie, o que necessita de confirmação.

Copidognathus speciosus (Lohmann, 1893)

Halacarus speciosus Lohmann, 1893: 78.

Halacarus (Copidognathus) speciosus, Piersig & Lohmann, 1901: 300.

Copidognathus speciosus, Viets, 1927: 137.

Diagnose: O rostro se estende além do segundo segmento do palpo. Pernas III e IV com setas bipectinadas na tíbia, pernas I e II sem setas bipectinadas e com manchas de poros ornamentando a tíbia e o telofêmur. Segundo e terceiro pares de setas dorsais sobre o integumento estriado. Placa posterior dorsal com costae e paracostae e AD com duas auréolas posteriores e uma anterior.

Distribuição: foz do Rio Amazonas (Brasil). Piersig & Lohmann (1901) assinala que a descrição foi baseada em duas fêmeas, um macho e duas ninfas obtidas na desembocadura do Rio Amazonas e um macho coletado a mais de 900 km a nordeste da costa brasileira, em mar aberto, na região de origem da Corrente das Guianas.

Observações: Na primeira localidade foi verificada uma variação razoável no valor da salinidade, que alcançava 22,3 ‰ durante a maré alta e 11,8 ‰ na baixa.

Copidognathus lamellosus (Lohmann, 1893)

Halacarus lamellosus Lohmann, 1893: 79.

Halacarus (Copidognathus) lamellosus, Piersig & Lohmann, 1901: 299.

Copidognathus lamellosus, Viets, 1927: 136.

Diagnose: Placas dorsais apresentam poros em roseta com um ostium circundado por 8 a 10 canaliculi. AD com três auréolas porosas, uma anterior e duas pareadas no meio da placa. OC com duas córneas; PD com um par de costae cuja largura é de dois poros em roseta. Placas ventrais com poros em roseta demarcando claramente auréolas: uma auréola em AE entre as inserções das pernas I e II, auréola em PE anterior à inserção das pernas III e IV e posterior à inserção da perna IV. Telofêmures das pernas I-IV grosseiramente reticulado. Telofêmur I com lamela ventral bem desenvolvida. Telofêmures, patelas e tíbias de todas as pernas com lamelas articulares. Tarsos III e IV com quatro setas dorsais cada.

Distribuição: sobre algas e animais da região litorânea; nas Ilhas Bermudas (Reino Unido) e na foz do Rio Amazonas (Brasil).

Observações: Os registros efetuados por Lohmann (1893) para a Europa e Austrália não são co-específicas ao holótipo e parátipos dessa espécie, coletados nessas localidades (Bartsch, 2000).

Agauopsis Viets, 1927

Diagnose: Palpo articulado lateralmente à base do gnatossoma, claramente visível ventralmente. Setas ambulacrais semelhantes, seta da patela do palpo com posição anterior ou anterodorsal. Patela da perna II curta em relação ao telofêmur e tíbia. Perna I portando fortes espinhos e distinta em forma e tamanho das demais, sendo maior e mais larga com garras do tarso mais largas e não pectinadas. Palpos com quatro segmentos. Fêmea tipicamente com três pares de setas perigenitais (Newell, 1984).

Agauopsis brevipalpus (Trouessart, 1889)

Agauopsis brevipalpus Trouessart, 1889: 181; Lohmann, 1893: 87.

Agauopsis brevipalpus, Viets, 1927: 94; Bartsch, 1996: 698.

Observações: Essa espécie foi descrita originalmente no gênero *Agauopsis*, a partir de exemplares coletados no litoral mediterrâneo francês. Sua distribuição foi estendida posteriormente para a Criméia (Ucrânia), Tunísia, Arquipélago dos Açores (Portugal), Ilhas Canárias

(Espanha), foz do Rio Amazonas (Brasil), Ilhas Bermudas (Reino Unido), Flórida (EUA), Ilhas Britânicas, Mar do Norte, Índia e Austrália (Bartsch, 1996).

Lohmann (1893) identificou indivíduos coletados na foz do Rio Amazonas pela "Plankton Expedition", como sendo pertencentes a esta espécie.

Bartsch (1996), que a redescreveu através dos tipos e de exemplares coletados na Criméia, afirmou que os exemplares brasileiros, além dos norte-americanos, australianos e indianos não são co-específicos com os indivíduos usados na descrição original.

Assim sendo, o exame dos exemplares da coleção de Hans Lohmann se faz necessário, podendo resultar na descrição de uma espécie nova, morfologicamente próxima de *A. brevipalpus*.

Agauopsis Lohmann, 1889

Diagnose: Corpo e pernas freqüentemente com lamelas elaboradas. Palpo com quatro segmentos e inserção lateral, com a distância entre os trocânteres maior que seu comprimento. Comprimentos somados dos terceiro e quarto artigos do palpo menor que o comprimento do segundo artigo, mas maior que 2/3 do comprimento deste. Rostro não afunilado.

Agauopsis nationalis (Lohmann, 1893)

Halacarus nationalis Lohmann, 1893: 12.

Halacarus (Polymela) nationalis, Piersig & Lohmann, 1901: 287.

Leptospathis nationalis, Trouessart, 1900b: 3.

Agauopsis nationalis, Viets, 1940: 63.

Diagnose: Lamelas bem elaboradas no dorso e laterais do idiossoma e nas pernas. Possui as extremidades das tíbias grandemente alargadas em todas as pernas, ausência total de setas no terceiro artigo do palpo e rostrum se estendendo até quase a metade do quarto artigo.

Distribuição: sobre algas na região litorânea; foz do Rio Amazonas (Brasil), Ilhas Bermudas (Reino Unido) e Florida (EUA) (Newell, 1947).

Agauopsis panopae squamifera (Lohmann, 1893)

Halacarus panopae squamifera, Lohmann, 1893: 73.

Halacarus (Polymela) panopae squamifera, Piersig & Lohmann, 1901: 288.

Leptospathis panopae squamifera, Trouessart, 1900b: 4.

Agauopsis panopae squamifera, Viets, 1932: 366.

Diagnose: Pode ser separada de *A. panopae setifera* Lohmann, 1893 por apresentar no segundo segmento do palpo uma seta escamiforme. Placas dorsais sem ornamentação evidente ou só com vestígios de reticulado.

Distribuição: sobre algas, na região litorânea; foz do Rio Amazonas (Brasil) e Sidney (Austrália).

Observações: Essa sub-espécie tem sua descrição baseada em seis exemplares, cinco coletados em Sidney (Austrália) e um na foz do Rio Amazonas, sendo o holótipo de *Agave panopae* australiano. A distinção entre as setas presentes no fêmur do palpo nas formas *squamifera* e *setifera* é semelhante à encontrada em indivíduos de sexos diferentes em *A. parva*, tratando-se aí de dimorfismo sexual segundo Newell (1984). Por este motivo esse autor sugere que não se utilize a divisão em sub-espécies, mas apenas a espécie *A. panopae* (Newell, 1984). No entanto, um exame cuidadoso dos espécimes tipos das formas australiana e brasileira deverá levar à separação destes em duas espécies distintas, fica por isso mantida a identificação como feita por Hans Lohmann em caráter provisório.

Selenoribatidae

Oribatídeos (superfamília Ameronothroidea) encontrados na região litorânea. Sistema traqueal bem desenvolvido. Cutícula mais ou menos bicolor, coriácea e não rígida ou quebradiça. Não possui pteromorfos. Setas genitais ao número de três pares. Fusão parcial do tibiotarso em todas as pernas. Monodátilos. Quetotaxia epimeral deficiente com a presença de *1b*, *3b* e *4a* (1-0-1-1). Lirifissura adanal anterior ao primeiro par de setas adanais (Marshall & Pugh, 2000).

Schusteria Grandjean, 1968

Diagnose: Prodorsum sem lamela ou costula. Sutura dorsosejugal incompleta. Sensilus com extremidade em forma de clava, pilosa ou espinhosa. Ovipositor com a seta *k* ausente. Presença de um espinho basal nas garras. (Marshall & Pugh, 2000)

Schusteria littorea Grandjean, 1968

Schusteria littorea Grandjean, 1968: 116.

Diagnose: Comprimento de 370 a 415 µm. Abertura anal circundada por três pares de setas (Ad 1,2 e 3). Sensilus em forma de clava, coberto de espinhos.

Distribuição: costão rochoso no Canal de São Sebastião (São Sebastião, Estado de São Paulo, Brasil).

Observações: Para a mesma localidade Grandjean assinala outra espécie para o gênero *Schusteria*, sem no entanto descrevê-la. Ela foi designada por "L'espèce B du Brésil", não recebendo nenhum nome válido. Os exemplares são menores que os de *S. littorea*, possuindo sensilus com a haste mais longa e extremidade em forma de clava alongada mais pilosa que coberta por espinhos. A seta ad-1 está ausente. Os fêmures são mais grosseiramente granulados.

Tydeidae

Prostigmatas fracamente esclerosados. Tegumento delicado com estrias pontuadas ou reticuladas. Setas do corpo pouco numerosas. No dorso do propodossoma apresentam um par de órgãos pseudo-estigmáticos, representados por um par de setas mais longas e de distinta inserção. Propodossoma e histerossoma separados por uma sutura. As bases das quelíceras são fundidas e os dígitos móveis transformados em estiletos. Não apresentam discos genitais (Flechtmann, 1975).

Tydeus Koch, 1835

Diagnose: Prodorso recurvado. Um par de olhos ou olhos reduzidos. Quetotaxia do dorso caracterizada por dez pares de setas, ausentes os pares d2 e ps3. Organotaxia da área genital: 0,4-6 ou 4-4 nos adultos, 4-4 nas tritoninfas, 2 ou 1-2 nas deutoninfas e 0-1 ou 0 nas protoninfas. Quetotaxia dos epimeros: 3-1-4-2 nos adultos, tritoninfas e deutoninfas; 3-1-2-0 nas protoninfas e 3-1-2 nas larvas. Órgão coxal presente. Quetotaxia das pernas nos adultos, tritoninfas e deutoninfas: Perna I, 8-3+1-3-3-1; Perna II, 6-2-2-0; Perna III, 5-2-1-1; Perna IV, 5-2-1-1-0. Quetotaxia dos trocanteres nas protoninfas: 0-0-1-0 e da perna IV 5-0-0-0-0; Larva: Perna I, 8-3+1-3-3-0; Perna II 6-2-2-2-0; Perna III, 5-2-1-1-0; eupatídeos no Tarso I: ft^o, (tc), (p). Dois solenídeos neste tarso. Femur IV fundido. Quetotaxia do palpo: (6-2-1-2)+ w com um eupatídeo duplo no topo do tarso. (Kazmierski, 1989)

Tydeus (Pertydeus) André & Naudo, 1965

Diagnose: Encontrado em costões rochosos. Os ambúlacros mostram, além das duas garras dorsais, um pulvilo sobre a base do qual está implantada uma garra falciforme mediana impar, que se prende ventralmente a este e atinge mais ou menos metade do tamanho das outras garras.

Tydeus (Pertydeus) schusteri André & Naudo, 1965

Tydeus (Pertydeus) schusteri André & Naudo, 1965: 673.

Diagnose: Indivíduos com cerca de 300 µm. Setas dorsais lisas e afiladas, corpo oviforme, propodossoma é

marcadamente arredondado, pernas curtas com as anteriores mais robustas que as posteriores. O tarso do palpo apresenta uma seta robusta recurvada, um forte espinho, uma seta delgada e outra bifurcada.

Distribuição: costão rochoso no Canal de São Sebastião (São Sebastião, Estado de São Paulo, Brasil).

Hyadesiidae

Ácaros de distribuição cosmopolita, vivem na zona entre marés, alimentando-se principalmente de algas. Possuem um longo e flexível pré-tarso terminando em uma garra. Ausência de uma faixa esclerotizada entre pernas I e II. Sulco sejugal presente. Histeronotum com um sistema de ranhuras originando-se dos orifícios das glândulas de óleo. Macho com uma ventosa posta ventralmente no ápice dos tarsos I, III e IV (Fain, 1981).

Amhyadesia Fain & Ganning, 1979

Diagnose: Apresentam uma ampla placa, nos dois sexos, coberta por pontuações, envolvendo o dorso do histerossoma e eventualmente também parte do propodossoma, estendendo-se ventralmente na metade posterior do opistogaster.

Amhyadesia brasiliensis Fain & Schuster, 1984

Amhyadesia brasiliensis Fain & Schuster, 1984: 274.

Diagnose: Escudo dorsal do histerossoma não pontuado, presença de apenas dois pares de setas genitais, apenas um solenídio no genu I (nos dois sexos), pelo formato da seta sc i, d1 e d2 na forma de longos e fortes espinhos. Tarso, especialmente os posteriores grandes (comprimento dos tarsos de I a IV: 25 µm, 27 µm, 34 µm e 34 µm) e as garras muito grandes (comprimento das garras de I a IV: 14 µm, 15 µm, 29 µm, 30 µm).

Distribuição: costão rochoso na área do Centro de Biologia Marinha – USP (São Sebastião), Ilha de Urubuquessaba (Santos), Itanhaém (Estado de São Paulo, Brasil).

3. Conclusão

O conhecimento sobre os ácaros marinhos da costa brasileira é muito limitado. Mesmo as espécies já descritas de halacarídeos, por exemplo, devem ser revisadas à luz de um século de estudos sobre o grupo.

O número de espécies previstas de halacarídeos para a costa brasileira é de, ao menos, 100 espécies. Recente levantamento da diversidade de uma única praia no litoral

norte do Estado de São Paulo – Praia das Cigarras (São Sebastião, SP), realizado pelos autores do presente trabalho, demonstrou a presença de 8 espécies desta família, distribuídas em quatro gêneros. Além disso foram encontradas exemplares de três outras famílias: Hyadesidae, Selenoribatidae e Rhodacaridae.

A perspectiva colocada para o estudo do grupo é de um intensivo levantamento da diversidade e trabalho descritivo que poderá levar a um incremento da nossa compreensão da dinâmica das comunidades de meiofauna.

4. Agradecimentos.

Os autores do presente trabalho agradecem ao Prof. Dr. Carlos H. W. Flechtmann o envio de literatura essencial e o inestimável incentivo no início do trabalho com os ácaros marinhos. Agradecem também o imprescindível auxílio dos funcionários da biblioteca do Centro de Biologia Marinha da Universidade de São Paulo, Virgínia Castilho e Wagney Messias da Costa, pela localização e obtenção de várias das referências necessárias.

5. Referências bibliográficas.

- ANDRÉ, M. & NAUDO, M. H. 1965. *Pertydeus schusteri* n. gen., n. sp., nouveau *Tydeus* a griffe Pulvillaire (Tydeidae). *Acarologia*, 7(4):673-682.
- BARTSCH, I. 1983. Vorschlag zur Neugliederung des Systems der Halacaridae (Acari). *Zool. Jahrb. Abt. Syst. Okol. Geogr. Tiere*, 110:179-200.
- BARTSCH, I. 1985. Zur Verbreitung der *gibbus*-Gruppe (*Copidognathus*: Halacaridae, Acari) und Beschreibung zweier neuer Arten. *Acarologia* 26 (1): 25-35.
- BARTSCH, I. 1988. Halacaroidea. In: Introduction to study of meiofauna. (Higgins, R.P. & Thiel, H. eds) Smithsonian Institution Press, Washington, p. 417-422.
- BARTSCH, I. 1996. *Agauopsis* (Acari, Halacaridae) of the Sevastopol area; supplementary notes on taxonomy and ecology. *Rev. suisse zool.*, 103(3):697-712.
- BARTSCH, I. 2000. *Copidognathus lamelloides* sp.n. (Copidognathinae, Halacaridae, Acari), a new species from european waters. *Ent. Mitt. zool. Mus. Hamburg*, 13(162):219-228.
- BIASI, 1964. Ácaros. In: História Natural de organismos aquáticos do Brasil: bibliografia comentada (Vanzolini, P. E. ed.). Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo, São Paulo, p. 193-197.
- CURVÊLO, R. R. & CORBISIER, T. N. 2000. The meiofauna associated with *Sargassum cymosum* at Lázaro Beach, Ubatuba, São Paulo. *Rev. Bras. Oceanogr.*, 48 (2):119-130.

- FAIN, A. & GANNING, B. 1979. *Amhyadesia californica* g. n., sp.n. (Acari, Astigmata, Hyadesidae) from the Southern Californian Coast. *Int. J. Acarol.*, 5(2): 139-142
- FAIN, A. & SCHUSTER, R. 1984. Two new species of mites of the family Hyadesiidae from Costa-Rican and Brazilian coasts. *Acarologia*, 25 (3):271-279.
- FAIN, A. 1981. Notes on the Hyadesiidae Halbert, 1915 and Algophagidae Fain, 1974, Nov. Tax. (Acari, Astigmata), with redescription of *Hyadesia curassaviensis*, Viets, 1936 and *H. sellai* Viets, 1937. *Acarologia*, 22(1):
- FLECHTMANN, C. H. W. 1975. Elementos de acarologia. 1ed. Editora Nobel, São Paulo, 344p.
- GRANDJEAN, H. 1968. *Schusteria littorea* n.g., n. sp. et les Selenoribatidae (Oribates). *Acarologia*, 10(1):1968.
- KAŹMIERSKI, A. 1989. Revision of the genera *Tydeus* Koch sensu André and *Orthotydeus* André with description of a new genus and four new species of tydeinae (Acari: Actinedida: Tydeidae). *Mitt. hamb. zool. Mus. Inst.*, 86: 289-314.
- LOHMANN, H. 1893 Die Halacarinen der Plankton-Expedition. *Ergebn. Plankton-exp.*, 2 (G.a.b.): 11-95.
- MARSHALL, D. J. & PUGH, P. J. A. 2000 Two new species of *Schusteria* Grandjean, 1968 (Acari: Oribatida: Ameronothoidea) from marine shores in southern Africa. *Afr. Zool.*, 35 (2): 201-205.
- MASUNARI, S. 1983. Organismos do fital *Amphiroa beauvoisii* Lamouroux, 1816 (Rodophyta, Corallinacea), 1: autoecologia. *Bol. Zool.*, 7: 57-148.
- MEDEIROS, L. R. A. 1987. Conhecimento sobre os meiobentos no Brasil e relato de um caso da costa Sudeste-Sul. *In: Simpósio de Ecossistemas da Costa Sul e Sudeste Brasileira – Síntese dos Conhecimentos*, I, vol.1. Academia de Ciências do Estado de São Paulo, São Paulo, p.348-379.
- NEWELL, I. M. 1947 A systematic and ecological study of the Halacaridae of eastern North America. *Bull. Bingham Oceanogr. Collect.* 10(3):1-232
- NEWELL, I. M. 1984. Biology of the Antarctic Seas. XV Antarctic Halacaroida. *Antarct. Res. Ser.*, 40:1-284.
- PIERSIG, R. & LOHMANN, H. 1901. Acarina: Hidrachnidae und Halacaridae. *Das Tierreich* 13, p. xviii + 336.
- SCHUSTER, R. & BARTSCH, I. 1986. Order Acari. *In: Marine fauna and flora of Bermuda: a systematic guide to the identification of marine organisms.* (Sterrer W. ed.) . John Wiley & Sons, New York, p.269-270.
- SCHUSTER, R. 1962. Das marine Litoral als Lebensraum terrestrischer Kleinarthropoden. *Int. Rev. Gesamten Hydrobiol. Hydrogr.*, 47(3): 359-412.
- TIAGO, C. G. & MIGOTTO, A. E. 1999. Filo Cheliceriformes. *In: Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil: síntese do conhecimento ao final do século XX, Volume 3: Invertebrados marinhos.* (Migotto, A.E. & Tiago, C.G. eds.) Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo - FAPESP, São Paulo, p. 199-206.
- TROUESSART, E. 1888. Note sur les Acariens marins recueillis par M. Giard au laboratoire maritime de Wimereux. *C. R. Acad. Sci.*, 107: 753-755.
- TROUESSART, E. 1889. D'acariens marins (Halacaridae) des côtes de France: diagnoses d'espèces et genres nouveaux. *Naturaliste*, 11^e Année, 2^e Ser.: 181.
- TROUESSART, E. 1900a. Description d'espèces nouvelles d'Halacaridae. *Bull. Soc. zool. Fr.*, 25: 38-43.
- TROUESSART, E. 1900b. Note préliminaire sur les Acariens marins (Halacaridae) recueillis aux Açores par S. A. Le Prince de Monaco (Campagnes de 1886-1888). *Bull. Soc. zool. Fr.*, 25: 44-47.
- VIETS, K. 1927. Die Halacaridae der Nordsee. *Z. wiss. Zool.*, 130(1,2): 83-173.
- VIETS, K. 1932. Our present knowledge of Australian water-mites (Hydrachnellae at Halacaridae). *Rec. Austral. Mus.*, 18(7): 364-367.
- VIETS, K. 1940. Meeresmilben aus der Adria. (Halacaridae und Hydrachnellae, Acari). *Arch. Naturgesch.*, 9(1): 1-135.

Título: Revisão sinóptica das espécies brasileiras de ácaros marinhos

Autores: Almir Rogério Pepato & Cláudio Gonçalves Tiago

Biota Neotropica, Vol. 4 (número 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?taxonomic-review+BN02604022004>

recebido em: 15/12/2003
 revisado em: 30/6/2004
 publicado em: 01/07/2004

ISSN 1676-0603

BAETIDAE (INSECTA: EPHEMEROPTERA) DE NOVA XAVANTINA, MATO GROSSO, BRASIL: NOVOS REGISTROS E DESCRIÇÃO DE UMA NOVA ESPÉCIE DE *CLOEODES* TRAVER

Frederico Falcão Salles^{1,2}; Joana Darc Batista³ & Helena Ramos Soares Cabette³

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN02404022004>

recebido em: 19/4/2004

revisado em: 18/6/2004

publicado em: 01/07/2004

1. Universidade Federal de Viçosa. Museu de Entomologia, Departamento de Biologia Animal, Viçosa, Minas Gerais, Brasil.

www.insecta.ufv.br/Entomologia/cien/sistemica/ephemeroptera/ephembrasil/index.htm

2. Autor correspondente. E-mail: ffsalles@insecta.ufv.br

3. Universidade do Estado de Mato Grosso, Departamento de Ciências Biológicas, 78690-000, Nova Xavantina, MT, Brasil.

Abstract

Studies carried mainly in the municipality of Nova Xavantina, Mato Grosso State, have lead us to the discovery of several species of Baetidae. While one of them represents a new species of the genus *Cloeodes* and is herein described, the others represent new records for the state or even for Brazil. The new species, *Cloeodes auwe* sp. nov., can be differentiated from the other known species of the genus by the following characteristics: body color pattern, long and two-segmented maxillary palp, third segment of labial palp robust and apically truncate, long tarsal claws (0.5 times the length of the respective tarsus), hind wing pads absent, and number of spines on the posterior margin of the third tergite and on the paraproct. Besides this new species, the following taxa of Baetidae were also found: *Adebrotus amazonicus*, *Americabaetis alphas*, *Apobaetis* sp., *Aturbina georgei*, *Baetodes* sp., *Callibaetis* sp.1, *Callibaetis* sp.2, *Camelobaetidius janae*, *Cryptonympha* sp., *Harpagobaetis gulosus*, *Paracloeodes binodulus*, *Spiritiops silvudus*, *Waltzoyphius fasciatus*, and *Zelus principalis*.

Key words: *Ephemeroptera*, *Baetidae*, *Cloeodes auwe* sp. nov., Brazil, West-Central, new records.

Resumo

Estudos realizados principalmente no município de Nova Xavantina, Mato Grosso, levaram-nos à descoberta de diversas espécies de Baetidae. Enquanto uma delas representa uma nova espécie de *Cloeodes*, aqui descrita, as outras representam novos registros para o estado ou até mesmo para o Brasil. A nova espécie, *Cloeodes auwe* sp. nov., pode ser diferenciada das demais espécies do gênero pela seguinte combinação de caracteres: padrão de coloração corporal; palpo maxilar longo, porém claramente com dois artículos; terceiro artículo do palpo labial robusto e de ápice truncado; garras relativamente longas (0,5 vezes o comprimento do respectivo tarso), tecas alares posteriores ausentes e número de espinhos na margem posterior do tergito 3 e paraprocto. Além dessa espécie, os seguintes táxons de Baetidae também foram encontrados: *Adebrotus amazonicus*, *Americabaetis alphas*, *Apobaetis* sp., *Aturbina georgei*, *Baetodes* sp., *Callibaetis* sp.1, *Callibaetis* sp.2, *Camelobaetidius janae*, *Cryptonympha* sp., *Harpagobaetis gulosus*, *Paracloeodes binodulus*, *Spiritiops silvudus*, *Waltzoyphius fasciatus* e *Zelus principalis*.

Palavras-chave: *Ephemeroptera*, *Baetidae*, *Cloeodes auwe* sp. nov., Brasil, Centro-Oeste, novos registros.

1. Introdução

O conhecimento a respeito da fauna de Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) do Estado do Mato Grosso, assim como os demais estados da Região Centro-Oeste, restringe-se a um pequeno número de táxons. As únicas espécies da família formalmente registradas para o Mato Grosso são: *Apobaetis fiuzai* Salles & Lugo-Ortiz, 2002, *Aturbina georgei* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996, *Cloeodes hydatation* McCafferty & Lugo-Ortiz, 1995 e *Varipes helenae* Salles & Batista, 2004 (Lugo-Ortiz & McCafferty 1996a, McCafferty & Lugo-Ortiz 1995, Nolte et al. 1997, Salles & Batista 2004, Salles & Lugo-Ortiz 2002a). Além dessas espécies, Nolte et al. (1997), ao abordarem aspectos ecológicos sobre os Ephemeroptera do Rio Bento Gomes, também reportaram sobre algumas espécies, a maioria ainda não determinada, para o estado.

Apesar disso, estudos em andamento realizados em diversos ambientes aquáticos do município de Nova Xavantina e arredores, sudeste do Mato Grosso, vêm demonstrando que a fauna de Baetidae da região é bem diversificada. *Varipes* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998, por exemplo, foi pela primeira vez reportado para o Brasil, demonstrando que para um conhecimento mais aprofundado acerca da fauna brasileira de Baetidae, maiores esforços se fazem necessários para esse estado (Salles & Batista, 2004). No presente trabalho, dando continuidade ao levantamento da fauna de Baetidae da região e, conseqüentemente do Brasil, são apresentados registros de treze táxons da família, a maioria inéditos para o estado. Além disso, também é apresentada a descrição de uma nova espécie do gênero *Cloeodes* Traver, 1938.

2. Material e Métodos

As coletas, de caráter qualitativo, foram realizadas em diversos rios e córregos pertencentes à Bacia do Rio das Mortes e localizados nos municípios de Barra do Garças e, principalmente em Nova Xavantina, ambos a leste do Mato Grosso (Fig. 1). Os registros, assim como a descrição da nova espécie de *Cloeodes*, são apresentados em ordem alfabética. O material encontra-se depositado na coleção de Ephemeroptera, Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal do Rio Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil.

3. Resultados

Adebrotus amazonicus Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Rio Pindaíba, Pontal, 02-x-2003, 14°27'0"S / 51°42'26"W, 1 ninfa, J.D. Batista.

COMENTÁRIOS: Desde a época de sua descrição, o

gênero monotípico *Adebrotus* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995 só havia sido registrado, além da localidade-tipo de sua única espécie conhecida (Amazonas, Brasil), para a Guiana Francesa e baseado em um indivíduo não nomeado (Lugo-Ortiz & McCafferty 1995, Orth et al. 2000). A espécie e o gênero são, conseqüentemente, reportados pela primeira vez para a Região Centro-Oeste do Brasil, estendendo ao sul sua distribuição prévia.

Americabaetis alphas Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Rio Pindaíba, Pontal, 02-x-2003, 14°27'0"S / 51°42'26"W, 2 ninfas, J.D. Batista; município de Nova Xavantina, Ponte de Pedra, 03-ix-2003, 14°01'08"S / 52°41'13"W, 1 ninfa, F.F. Salles, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.

COMENTÁRIOS: Espécie de ampla distribuição na América do Sul, *A. alphas* se encontra registrada no Brasil para quase todos os estados das regiões Sul e Sudeste (Lugo-Ortiz & McCafferty 1996c, Francischetti et al. 2003, Salles et al. 2003b). A espécie é, portanto, pela primeira vez reportada para a Região Centro-Oeste, estendendo ao norte sua distribuição. O gênero também é pela primeira vez reportado para a região, apesar de que *Acerpenna* sp., registrada por Nolte et al. (1997) para o Rio Bento Gomes, provavelmente pertença a *Americabaetis* (para maiores detalhes veja Lugo-Ortiz & McCafferty 1996c).

Apobaetis sp.

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Rio Pindaíba, Pontal, 23-ix-2003, 14°27'0"S / 51°42'26"W, 1 ninfa, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.

COMENTÁRIOS: Previamente reportado para o Estado do Mato Grosso, *Apobaetis* Day, 1955 está representado na América do Sul por duas espécies, *A. fiuzai* e *A. signifer* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1997 (Lugo-Ortiz & McCafferty 1997, Salles & Lugo-Ortiz 2002a). Já a espécie encontrada, não se refere a nenhuma das duas citadas. No entanto, como apenas uma ninfa foi encontrada e em mau estado de conservação, sua descrição não é apresentada.

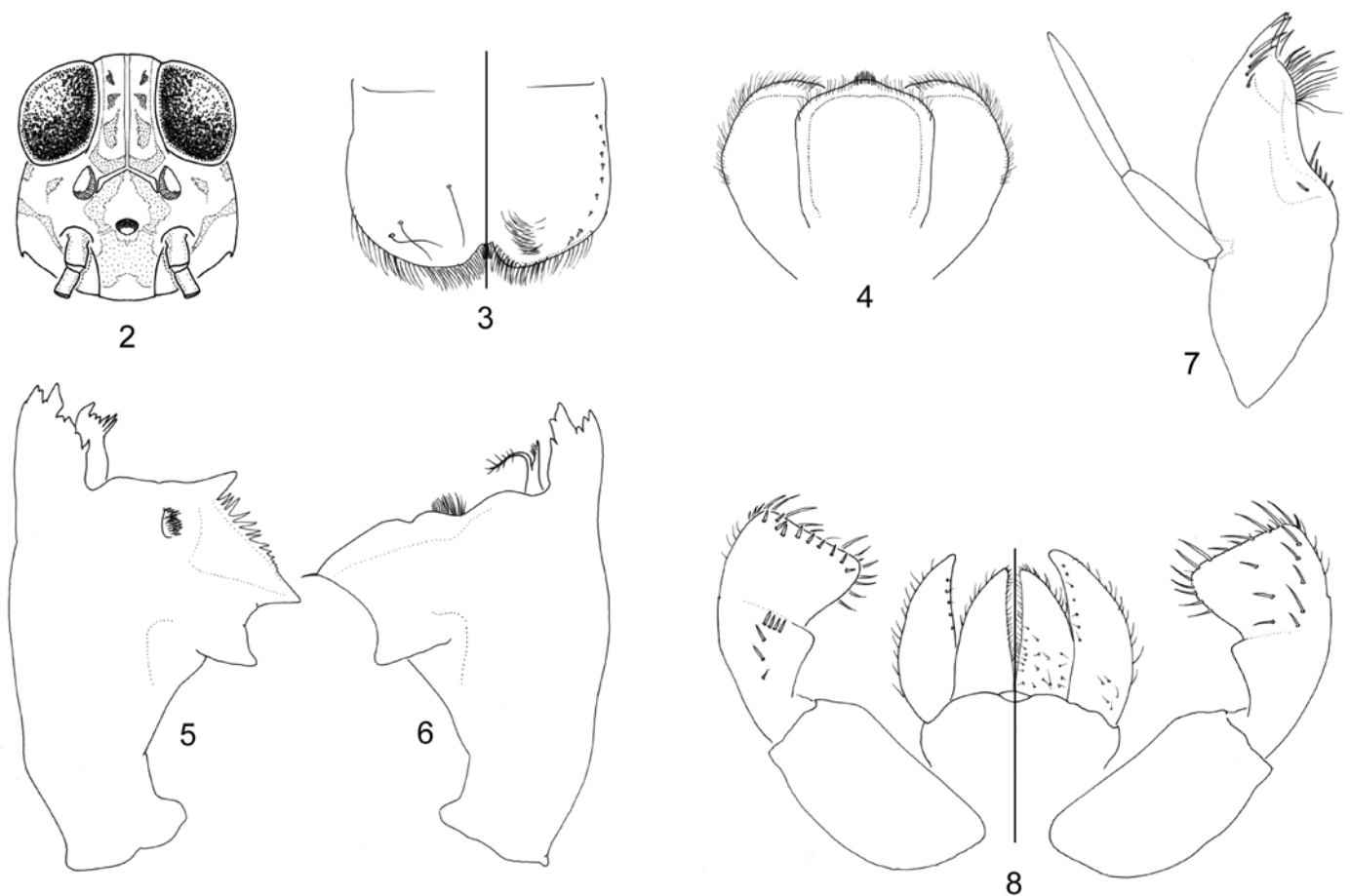
Aturbina georgei Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Córrego Antártico, 06-ix-2003, 14°50'51"S / 52°37'20"W, 1 ninfa, F.F. Salles, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.

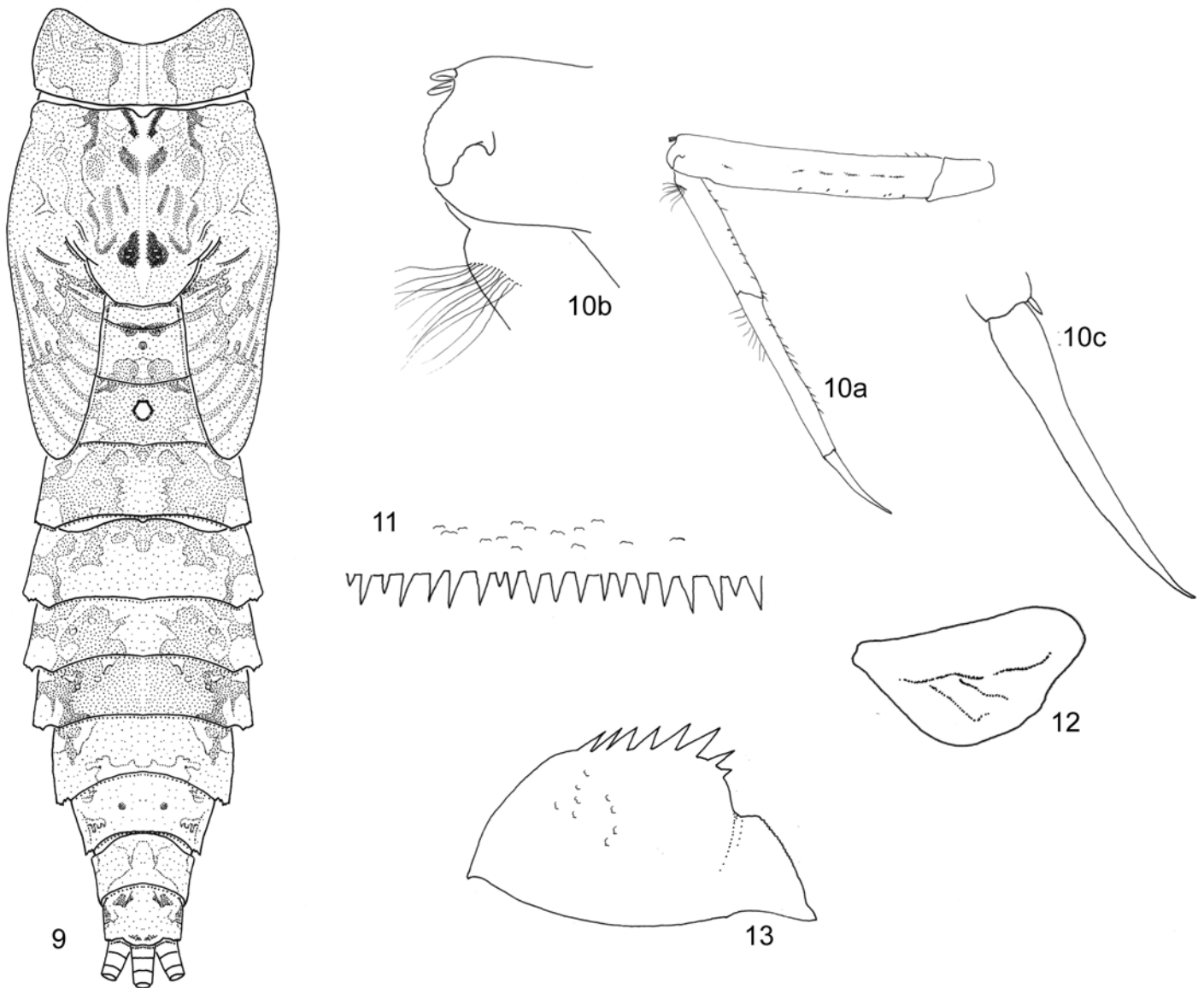
COMENTÁRIOS: Outra espécie de ampla distribuição (veja Salles et al. 2003b), *A. georgei* já se encontrava registrada para o Mato Grosso, porém apenas no centro-sul do estado (Lugo-Ortiz & McCafferty 1996a, Nolte et al. 1997). A presença de *A. georgei* em Nova Xavantina estende à leste sua distribuição no estado.



Figura 1. Mapas do Brasil e do Estado do Mato Grosso mostrando a localização dos municípios de Nova Xavantina (NX) e Barra do Garças (BG), além do Rio das Mortes (pontilhado).



Figuras 2-8. *Cloeodes auwe* sp. nov. ninfa. 2. Cabeça (frontal). 3. Labro (esquerda, dorsal – direita, ventral). 4. Hipofaringe. 5. Mandíbula esquerda. 6. Mandíbula direita. 7. Maxila. 8. Lábio (esquerda, dorsal – direita, ventral).



Figuras 9-13. *Cloeodes auwe* sp. nov. ninfa. 9. Tórax e abdome (dorsal). 10a. Perna anterior. 10b. Detalhe do ápice do fêmur e ápice da tibia anterior. 10c. Detalhe da garra anterior. 11. Tergito 3 (margem posterior). 12. Brânquia 4. 13. Paraprocto.

Baetodes sp.

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Córrego Antártico, pedra em correnteza, 06-ix-2003, 14°50'51''S / 52°37'20''W, 10 ninfas, F.F. Salles, J.D. Batista.

COMENTÁRIOS: Registrado pela primeira vez para toda a Região Centro-Oeste, o gênero *Baetodes* Needham & Murphy, 1924 encontra-se representado no Brasil por três espécies descritas, atualmente restritas às regiões Sul e Sudeste (Needham & Murphy 1924, Demoulin 1955, Traver 1944, Mayo 1972). Como as descrições de algumas dessas espécies são incompletas ou antigas, um estudo mais detalhado precisa ser realizado para a identificação correta de seus integrantes.

Callibaetis sp. 1 e *Callibaetis* sp. 2

MATERIAL EXAMINADO: *C. sp.1*, município de Barra do Garças, Taquaral, Vereda, 04-vi-2003, 15°44'20,4''S / 52°23'31,6''W, 1 ninfa, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.; *C. sp. 2*, município de Nova Xavantina, Córrego Antártico, 06-ix-2003, 14°50'51''S / 52°37'20''W, 1 ninfa, F.F. Salles, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.

COMENTÁRIOS: Previamente reportado para o estado como *Callibaetis* sp. (Nolte et al. 1997), o gênero *Callibaetis* Eaton, 1881 tem sua taxonomia baseada principalmente no estágio alado, com raras espécies descritas de ambos os estágios (e.g. *C. guttatus* Navás e *C. radiatus* Navás; Da-Silva 1991, Salles et al. 2003a). Apenas a partir da criação das ninfas até o estágio adulto será possível a identificação específica de seus representantes.

Camelobaetidius janae Dominique & Thomas in Dominique, Thomas, Orth & Dauta, 2000

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Rio Pindaíba, Pontal, 02-x-2003, 14°27'0''S / 51°42'26''W, 4 ninfas, J.D. Batista.

COMENTÁRIOS: Enquanto o gênero já se encontrava reportado para o estado como *Camelobaetidius* sp. (Nolte et al. 1997), *C. janae* é pela primeira vez registrada para o Brasil. Sua distribuição prévia estava restrita à Guiana Francesa (Dominique et al. 2000), e o presente registro a estendeu consideravelmente ao sul.

Cloodes auwe Salles & Batista, sp. nov. (Figs. 2-13)

NINFA. Comprimento do corpo: 5,0 - 5,4 mm. Comprimento dos filamentos caudais: 2,0 mm. Coloração geral (Fig. 9), variando de creme a castanho com eventuais marcações castanho-escuras. Cabeça (Fig. 2): coloração geral creme com marcações variando de castanho a castanho-claro, mais evidentes na frente. Ocelos laterais circundados de castanho-claro, mediano circundado de negro. Antena cerca de duas vezes o comprimento da cápsula cefálica.

Labro subquadrangular (Fig. 3), 1,5 vezes mais largo que longo; dorsalmente com par submediano de cerdas longas, finas e simples e dois pares de cerdas semelhantes, situadas anterolateralmente; ventralmente com fileira de dez cerdas pequenas, robustas, simples e de ápice afilado. Hipofaringe como na Fig. 4. Mandíbula esquerda (Fig. 5) com incisivos fortemente fusionados; incisivos externos e internos com quatro e cinco denticulos respectivamente; prosteca robusta, apicalmente denteada; margem anterior desprovida de cerdas. Mandíbula direita (Fig. 6) com incisivos fortemente fusionados; incisivos externos e internos com três denticulos cada; prosteca bifurcada; ramo inferior longo e plumoso; ramo superior apicalmente denteado; margem anterior desprovida de cerdas. Maxila com protuberância mediana (Fig. 7), provida de fileira de cinco cerdas finas e simples, mais longas em direção ao ápice e uma cerda curta, robusta e apicalmente afilada; gálea-lacínia com fileira subapical de quatro cerdas longas, robustas e de ápice afilado; palpo maxilar excedendo ápice da gálea-lacínia, com dois artigos; segundo artigo 1,4 vezes o comprimento do primeiro. Lábio (Fig. 8) com densa fileira de cerdas curtas, robustas e simples ao longo das margens interna e externa da glossa; superfície dorsal da paraglossa recoberta por cerdas curtas, finas e simples na metade basal; paraglossa com fileira de cerdas curtas, robustas e simples ao longo da margem externa e na metade apical da margem interna; ventralmente com fileira submarginal de cerdas curtas, finas e simples e com pequeno grupo de cerdas semelhantes próximas à sua base; segundo artigo do palpo labial com duas fileiras de cerdas na superfície dorsal, uma transversal contendo quatro cerdas longas, robustas e simples e outra longitudinal, contendo três cerdas semelhantes às anteriores porém mais longas; terceiro artigo robusto, de ápice truncado com diversas cerdas longas, robustas e apicalmente afiladas na superfície ventral, formando duas fileiras longitudinais, na superfície dorsal formando uma fileira submarginal e na margem anterior. Tórax: coloração geral como na Fig. 9, com marcações variando de castanho a castanho-escuro. Teca alar posterior ausente. Pernas estreitas (Figs. 10a-c), de coloração esbranquiçada; fêmur com pequenas faixas escuras e estreitas com reduzido número de cerdas curtas e simples tanto na margem dorsal quanto ventral; margem dorsal dos fêmures desprovida de projeção (Fig. 10a) e com duas cerdas sublanceoladas; tíbias com arco basal de cerdas longas e finas; tarsos com fileira dorsal de cerdas longas e finas; garra (Fig. 10c) 0,5 vezes o comprimento do tarso. Abdome: coloração geral creme com marcações variando de castanho-claro a escuro, padrão de coloração como na Fig. 9. Margem posterior do tergito 3 (Fig. 11) com 28 espinhos cerca de duas a três vezes mais longos que a largura da base. Brânquias (Fig. 12) ovaladas, margens desprovidas de cristas e com ramos das traquéias interrompidos. Paraprocto (Fig. 13) com oito espinhos. Filamentos caudais esbranquiçados, exceto por dois artigos próximos ao ápice de coloração castanha; cercos tendo, a cada quatro

artículos, espinhos na margem externa.

ADULTO: desconhecido

MATERIAL EXAMINADO: Holótipo: ninfa fêmea, Brasil, Estado do Mato Grosso, município de Nova Xavantina, Córrego Antártico, 06-ix-2003, barranco em remanso, 14°50'51"S / 52°37'20"W, F.F. Salles, J.D. Batista. Parátipos: município de Nova Xavantina, Rio Pindaíba, Pontal, 02-x-2003, 14°27'0"S / 51°42'26,W, 7 ninfas, J.D. Batista; mesma referência, exceto 23-ix-2003, 3 ninfas.

ETIMOLOGIA: o epíteto da espécie é a forma como o povo Xavante, habitantes da região onde a espécie foi coletada, se autodenomina. Deriva de A'uwê Uptabi, do tronco lingüístico Jê e significa povo verdadeiro.

COMENTÁRIOS: *Cloeodes auwe* sp. nov. pode ser diagnosticada das demais espécies do gênero conhecidas no estágio ninfal pela seguinte combinação de caracteres: padrão de coloração corporal (Figs. 2, 9), palpo maxilar longo, porém claramente com dois artículos (Fig. 7), terceiro artículo do palpo labial robusto e de ápice truncado (Fig. 8), garras (Figs. 10a, 10c) relativamente longas (0,5 vezes o comprimento do respectivo tarso), tecas alares posteriores ausentes e pelo número de espinhos na margem posterior do tergito 3 (Fig. 11) e paraprocto (Fig. 13).

Assim como outras espécies de *Cloeodes* de hábito conhecido [e.g. *C. hydatation*, *C. irvingi* Waltz & McCafferty e *C. jaragua* Salles & Lugo-Ortiz, 2003 (McCafferty & Lugo-Ortiz 1995, Lugo-Ortiz et al. 2002, Salles & Lugo-Ortiz 2003)], ninfas de *C. auwe* foram encontradas em áreas de remanso e preferencialmente em barranco com raízes e vegetação marginal. O comprimento atípico de suas pernas e, principalmente das garras, provavelmente está associado a esse hábito.

Cryptonympha sp.

MATERIAL EXAMINADO: município de Barra do Garças, Rio Pindaíba, 26-ii-2001, Fazenda Duas Âncoras, 14°51'48,6"S / 52°01'02,4"W, 3 ninfas, J.D. Batista, H.R.S. Cabette; município de Nova Xavantina, Rio das Mortes, entorno da Ilha Bela, 31-viii-2003, 14°42'05"S / 52°26'39"W, 1 ninfa, F.F. Salles, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.

COMENTÁRIOS: Gênero reportado para diversos estados brasileiros (veja Lugo-Ortiz & McCafferty 1998, Salles et al. 2003b, Salles & Francischetti 2004), *Cryptonympha* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998 está representado por apenas duas espécies descritas. A presente espécie, assim como *Apobaetis* sp., trata-se, também, de uma provável espécie nova, mas a quantidade de material assim como sua qualidade comprometem qualquer descrição. Apesar de amplamente distribuído, o gênero é pela primeira vez registrado para a Região Centro-Oeste.

Harpagobaetis gulosus Mol, 1986

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Rio Pindaíba, Pontal, 02-x-2003, 14°27'0"S / 51°42'26"W, 4 ninfas, J.D. Batista.

COMENTÁRIOS: *H. gulosus*, única espécie do gênero e descrita do Suriname (Mol 1986), foi recentemente registrada para o Brasil, Estado de Goiás (Salles & Lugo-Ortiz 2002b). A presença da espécie em Mato Grosso era, portanto, esperada e estende ligeiramente a noroeste sua distribuição.

Paracloeodes binodulus Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996

MATERIAL EXAMINADO: município de Barra do Garças, Rio Pindaíba, vegetação submersa, 23-ix-2003, 14°53'30,8"S / 52°00'21,3"W, 1 ninfa, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.

COMENTÁRIOS: Descrita com base em material procedente exclusivamente do Pará (Lugo-Ortiz & McCafferty 1996b), *P. binodulus* é, portanto, registrada pela primeira vez para o Mato Grosso. Uma espécie não determinada de *Paracloeodes* já havia sido reportada para o estado, contudo restrita ao centro-sul (Nolte et al. 1997).

Spiritiops silvudus Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Córrego do Botina, 02-xi-2003, pedra em correnteza, 14° 44' 23"S / 52° 33' 1"W, 5 ninfas, F.F. Salles, J.D. Batista.

COMENTÁRIOS: *S. silvudus* estava previamente registrada para o Brasil, estados do Amazonas e Pará, e para a Guiana Francesa (Lugo-Ortiz & McCafferty 1998). O presente registro estende ao sul a distribuição da espécie. Suas ninfas foram encontradas geralmente em áreas de forte correnteza, juntamente com aquelas do gênero *Baetodes*. Em áreas onde musgos ou representantes de Podostemaceae estavam presentes, suas ninfas foram coletadas até mesmo em superfícies verticais com forte volume d'água.

Nos indivíduos estudados, foi encontrado indicativo de um terceiro artículo no palpo maxilar, característica não abordada na descrição original. Como nenhuma outra diferença foi encontrada, supõe-se que tal caráter seja uma variação de *S. silvudus*, ou que esse indicativo tenha sido negligenciado por Lugo-Ortiz & McCafferty (1998). Cabe ressaltar (Salles, dados não publicados) que ninfas provavelmente pertencentes à *S. silvudus*, coletadas no Estado do Amazonas, assim como ninfas de uma nova espécie do gênero, coletadas no Estado de Goiás, também apresentam o referido indicativo no palpo maxilar.

Waltzoyphius fasciatus McCafferty & Lugo-Ortiz, 1995

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Ponte de Pedra, margem, 03-ix-2003, 14°01'08"S / 52°41'13"W, 1 ninfã, F.F. Salles, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.

COMENTÁRIOS: Com distribuições pontuais no norte e sudeste do país (Lugo-Ortiz & McCafferty 1995, Lugo-Ortiz et al. 2002, Salles et al. 2003b), a presença de *W. fasciatus*, apesar de constituir a primeira para a Região Centro-Oeste, já era esperada.

Zelus principalis Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998

MATERIAL EXAMINADO: município de Nova Xavantina, Córrego Roda D'água, 31-viii-2003, 14°43'07"S / 52°30'11"W, 5 ninfãs, F.F. Salles, J.D. Batista, H.R.S. Cabette.

COMENTÁRIOS: Exatamente como *W. fasciatus*, *Z. principalis* também se apresenta distribuída nas regiões Norte e Sudeste do país (Lugo-Ortiz & McCafferty 1998, Lugo-Ortiz et al. 2002, Salles et al. 2003b). E, da mesma forma, mesmo o registro do gênero e da espécie sendo inéditos para toda a Região Centro-Oeste, sua presença já era esperada.

4. Discussão

Como pôde ser demonstrada, a fauna de Baetidae do Estado do Mato Grosso apresenta uma diversidade, até o momento ao menos com relação aos gêneros, bastante elevada. Mesmo possuindo um número reduzido de trabalhos sobre esse assunto (e.g. McCafferty & Lugo-Ortiz 1995, Nolte et al. 1997, Lugo-Ortiz & McCafferty 1998, Salles & Lugo-Ortiz 2002a, Salles & Batista, 2004), o número de gêneros agora reportados para o estado é significativamente elevado. *Iguaira* Salles & Lugo-Ortiz, 2003, *Moribaetis* Waltz & McCafferty, 1985, *Rivudiva* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998, *Tomedontus* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995 e *Tupiara* Salles, Lugo-Ortiz, Da-Silva & Francischetti, 2003, são os únicos dos atuais vinte gêneros de Baetidae reportados para o Brasil não encontrados no estado.

Como os trabalhos referentes à fauna de Baetidae são absolutamente pontuais, restritos ao centro-sul e sudeste do estado, esforços amostrais em outras áreas do Mato Grosso são ainda extremamente necessários e devem aumentar consideravelmente o número de espécies e talvez até de gêneros nele encontrados. Não só com relação a novos registros, mas o número de espécies por descrever também deve ser alto, como aponta o presente trabalho (além de *C. auwe* sp. nov., espécies desconhecidas de *Apobaetis* e *Cryptonympha* também foram encontradas, apesar de não terem sido descritas).

5. Agradecimentos

A Marcelo da Silva Baptista, Universidade Federal de Viçosa, por valiosas sugestões ao manuscrito, ao biólogo Lourivaldo Amancio de Castro e a equipe do Laboratório de Entomologia da Universidade do Estado de Mato Grosso, Campus de Nova Xavantina, pelo auxílio na realização das coletas. Ao CNPq, por prover fundos ao primeiro autor como estudante do Programa de Pós-graduação em Entomologia na Universidade Federal de Viçosa e apoio financeiro às viagens de campo, CNPq proc.550490/01-9.

6. Referências bibliográficas

- DA-SILVA, E.R. 1991. Descrição da ninfa de *Callibaetis guttatus* Navás, 1915, com notas sobre a imago (Ephemeroptera: Baetidae). An. Soc. Entomol. Brasil 20: 345-352.
- DAY, W.C. 1955. New genera of mayflies from California (Ephemeroptera). Pan-Pacific Entomol. 31:121-137.
- DEMOULIN, G. 1955. Une mission biologique belge au Brésil. Éphéméroptères. Bull. Inst. R. Sci. Nat. Belg. 31(20): 1-32.
- DOMINIQUE, Y., THOMAS, A.G.B., ORTH, K. & DAUTA, C. 2000. Les Ephémères de la Guyane Française. 2. *Camelobaetidius billi* et *C. janae* n. spp. [Ephemeroptera, Baetidae]. Ephemera 2(1)2000: 39-48.
- EATON, A.E. 1881. An announcement of new genera of the Ephemeridae. Entomologist's Mon. Mag. 17:191-197.
- FRANCISCHETTI, C.N., SALLES, F.F., DA-SILVA, E.R. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2003. First report of *Americabaetis Kluge* (Ephemeroptera: Baetidae) from Rio de Janeiro, Brazil. Entomotopica 18(1): 69-71.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1995. Three distinctive new genera of Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) from South America. Annls. Limnol. 31(4):233-243.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1996a. *Aturbina georgei* gen et sp-n. A small minnow mayfly (Ephemeroptera, Baetidae) without turbinate eyes. Aquat. Insects 18:175-183.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1996b. The genus *Paracloeodes* (Insecta, Ephemeroptera, Baetidae), and its presence in South America. Annls. Limnol. 32(3):161-169.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1996c. Taxonomy of the Neotropical genus *Americabaetis*, new status (Insecta: Ephemeroptera Baetidae). Stud. Neotrop. Fauna Environ. 31:156-169.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1997. First report and new species of the genus *Apobaetis* (Ephemeroptera: Baetidae) from South America. Aquat. Insects 4:243-246.

- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1998. Five new genera of Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) from South America. *Annls. Limnol.* 34(1):57-73.
- LUGO-ORTIZ, C.R., SALLES, F.F. & FURIERI, K.S. 2002. First records of small minnow mayflies (Ephemeroptera: Baetidae) from the state of Espírito Santo, southeastern Brazil. *Lundiana* 3: 79-80.
- MAYO, V.K. 1972. New species of the genus *Baetodes* (Ephemeroptera: Baetidae). *Pan-Pac. Entomol.* 48(4):226-241.
- McCAFFERTY, W.P. & LUGO-ORTIZ, C.R. 1995. *Cloeodes hydatation*, n. sp. (Ephemeroptera: Baetidae): an extraordinary drought tolerant mayfly from Brazil. *Entomol. News* 106:29-35.
- MOL, A.W.M. 1986. *Harpagobaetis gulosus* gen. nov., spec. nov., a new mayfly from Suriname (Ephemeroptera: Baetidae). *Zool. Meded.* 4:63-70.
- NEEDHAM, J.G. & MURPHY, H.E. 1924. Neotropical mayflies. *Bull. Lloyd Library Botany, Pharmacy Materia Medica* N° 24, *Entomol. Ser.* 4:1-79.
- NOLTE, U., OLIVEIRA, M.J. & STURS, E. 1997. Seasonal, discharge-driven patterns of mayfly assemblages in an intermittent Neotropical stream. *Freshwater Biology* 37:333-343
- ORTH, K., THOMAS, A.G.B., DAUTA, C., HOREAU, V., BROSSE, S. & ADEMMER, C. 2000. Les Ephémères de la Guyane Française. 1. Premier inventaire générique, à but de biosurveillance [Ephemeroptera]. *Ephemera* 2: 25-38.
- SALLES, F.F. & BATISTA, J.D. 2004. The presence of *Varipes* Lugo-Ortiz & McCafferty (Ephemeroptera: Baetidae) in Brazil, with the description of a new species. *Zootaxa* 456: 1-6.
- SALLES, F.F. & FRANCISCHETTI, C.N. 2004. *Cryptonympha dasilvai* sp. nov. (Ephemeroptera: Baetidae) do Brasil. *Neotropical Entomology* 33(2): 213-216.
- SALLES, F.F. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2002a. A distinctive new species of *Apobaetis* (Ephemeroptera: Baetidae) from Mato Grosso and Minas Gerais, Brazil. *Zootaxa* 35: 1-6.
- SALLES, F.F. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2002b. Primeiro registro do gênero *Harpagobaetis* Mol (Ephemeroptera: Baetidae) para o Brasil. *Lundiana* 3: 155.
- SALLES, F.F. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2003. Nova espécie de *Cloeodes* Traver (Ephemeroptera: Baetidae) do Estado do Rio de Janeiro. *Neotropical Entomology* 32: 449-453.
- SALLES, F.F., DA-SILVA, E.R. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2003a. Descrição da ninfa e redescricao dos adultos de *Callibaetis radiatus* Navás (Insecta: Ephemeroptera: Baetidae). *Lundiana* 4(1): 13-18.
- SALLES, F.F., FRANCISCHETTI, C.N., ROQUE, F.O., PEPINELLI, M. & TRIVINHO-STRIXINO, S. 2003b. Levantamento preliminar dos gêneros e espécies de Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) do Estado de São Paulo, com ênfase em coletas realizadas em córregos florestados de baixa ordem. *Biota Neotropica* 3(2): <http://www.biotaneotropica.org.br/v3n2/pt/abstract?short-communication+BN01103022003>
- TRAVER, J.R. 1938. Mayflies of Puerto Rico. *J. Agric. Univ. Puerto Rico.* 22:5-42.
- TRAVER, J.R. 1944. Notes on Brazilian mayflies. *Bol. Mus. Nac., N.S., Zool.* 22:2-53.
- WALTZ, R.D. & McCAFFERTY, W.P. 1985. *Moribaetis*: A new genus of Neotropical Baetidae (Ephemeroptera). *Proc. Entomol. Soc. Wash.* 87:239-251.

Título: Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) de Nova Xavantina, Mato Grosso, Brasil: novos registros e descrição de uma nova espécie de *Cloeodes* Traver

Autores: Frederico Falcão Salles; Joana Darc Batista; Helena Ramos Soares Cabette

Biota Neotropica, Vol. 4 (número 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v3n1/pt/abstract?article+BN00303012003>

recebido em: 19/4/2004 - revisado em: 18/6/2004
publicado em: 01/07/2004

ISSN 1676-0603

THE ASSOCIATION OF THE GOATFISH *MULLOIDICHTHYS MARTINICUS* WITH THE GRUNT *HAEMULON CHRYSARGYREUM*: AN EXAMPLE OF PROTECTIVE MIMICRY

João Paulo Krajewski^{1*}, Roberta Martini Bonaldo¹, Cristina Sazima^{1,2} & Ivan Sazima¹

Biota Neotropica v4 (n2) <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?shortcommunication+BN02704012004>

Date received: 04/14/2004

Revised : 06/30/2004

Accepted: 07/01/2004

1) Departamento de Zoologia e Museu de História Natural, CP 6109, Universidade Estadual de Campinas, 13083-970 Campinas, São Paulo, Brazil (www.unicamp.br)

*Corresponding author. Tel: + 55-19-3255 2038; fax: +55-19-3254 2177; e-mail: jpk@cursos.zzn.com

2) Departamento de Zoologia, Caixa Postal 199, Universidade Estadual Paulista, 13506-900 Rio Claro, SP, Brazil

Abstract

A presumed example of protective mimicry between the yellow goatfish, *Mulloidichthys martinicus* (Mullidae) and the smallmouth grunt, *Haemulon chrysargyreum* (Haemulidae) is described from Fernando de Noronha Archipelago, NE Brazil. The goatfish and the grunt share a similar overall shape and colour pattern. We found that these two species regularly form mixed schools around reefs. Additionally, when chased small groups of yellow goatfish join schools of smallmouth grunts and behave like them. The colour and shape resemblances between the two species enable their mixed schooling, and enhance the protection against visually oriented predators for both of them. Thus, we suggest that the protective association herein reported for the goatfish and the grunt may be considered as a “social mimicry”, since neither species is venomous, poisonous or strongly armed. Furthermore, we suggest that additional instances of social mimicry may involve the yellow goatfish and other striped *Haemulon* species.

Key words: *Protective mimicry, social mimicry, mixed schooling, Mulloidichthys martinicus, Haemulon chrysargyreum.*

Resumo

Descrevemos aqui um possível exemplo de mimetismo de proteção entre o saramunete *Mulloidichthys martinicus* (Mullidae) e a xira *Haemulon chrysargyreum* (Haemulidae), no Arquipélago de Fernando de Noronha, Nordeste do Brasil. O saramunete e a xira são semelhantes entre si, no padrão de coloração e no formato do corpo. Observamos que estas duas espécies formam cardumes mistos regularmente, ao redor de recifes. Quando perseguidos, pequenos grupos isolados de saramunetes se associam aos cardumes de xira e se comportam de modo semelhante às xiras. As semelhanças de formato e coloração entre as duas espécies provavelmente facilitam a formação de cardumes mistos e aumentam a proteção contra predadores visualmente orientados, para ambas as espécies. Assim, acreditamos que a associação protetora entre o saramunete e a xira pode ser considerada como um tipo de “mimetismo social”, uma vez que nenhuma destas espécies é venenosa, peçonhenta ou tem fortes estruturas mecânicas de defesa. Sugerimos, ainda, que exemplos adicionais de mimetismo social possam envolver o saramunete e outras espécies listradas de *Haemulon*.

Palavras-chave: *Mimetismo de proteção, mimetismo social, cardumes mistos, Mulloidichthys martinicus, Haemulon chrysargyreum.*

1. Introduction

Grunts (Haemulidae) are mostly nocturnal benthic feeders which during the day are found in size-variable, inactive schools around reefs primarily for protection from incoming open water predaceous fishes (Randall 1967, 1996). Grunts form a regular component of shallow water reef fish communities in the tropical Western Atlantic (Randall 1967, Ehrlich & Ehrlich 1972). The smallmouth grunt, *Haemulon chrysargyreum*, is a common reef species in the Western Atlantic (Humann & DeLoach 2002) but restricted to oceanic islands in Brazil (Rocha & Rosa 1999). It forages mostly at night and forms large inactive schools around shallow reefs during the day (Randall 1967). The yellow goatfish, *Mulloidichthys martinicus* (Mullidae), forages over sandy bottom both during day and night (Randall 1967, 1996; Munro 1976). The goatfish also forms inactive schools around reefs during the day, but generally with much fewer individuals than the grunt's schools (pers obs.).

Heterotypic schools of yellow goatfishes and grunts, mostly species of the genus *Haemulon*, are widespread in the tropical Western Atlantic (Ehrlich & Ehrlich 1972). The fishes within these mixed schools seem to gain protection against predators by increasing the numbers of individuals that are similar in shape and colour pattern and thus have the potential to confuse visually hunting fishes (Ehrlich & Ehrlich 1972). This mixed schooling is called social mimicry (Moynihan 1968, Randall & McCosker 1993), synergic inviting mimicry (Vane-Wright 1976), or school oriented mimicry (Dafni & Diamant 1984). In all cases the similarity between the fish species that compose the mixed school probably facilitates schooling and enhances the school cohesion. Although grunt-goatfish mixed schools are a common sight in the tropical Western Atlantic, there are no reports on the behaviour of these fishes during the group formation, and under which circumstances these mixed groups are formed.

At the Fernando de Noronha Archipelago, off NE Brazil, the yellow goatfish and the smallmouth grunt are regularly found in inactive mixed schools around the reefs. Herein we report on the behaviour of the schools formed by the smallmouth grunt and the yellow goatfish only, as well as mixed schools of both species. We suggest that the resemblance and the association between these two fish species is an example of protective social mimicry. Furthermore, we surmise that this form of protection may be widespread among goatfishes and other similarly-looking, schooling fish species in other regions.

2. Materials and methods

The study was conducted at the Fernando de Noronha Archipelago (03°50' S; 32°25' W), 340km off north-eastern Brazil, in June and July 2002 and June 2003. We ob-

served, video-recorded and photographed the behaviour of 10 schools of smallmouth grunt, 13 groups of yellow goatfish and 17 mixed schools of the two species, totalling 36 hours of scuba-diving at several sites. Additionally, to simulate a chasing predator, we threatened (by swimming straightforward towards the fishes) seven schools of about 10-50 yellow goatfish that were inactive and sheltered in the reef, and three groups of about 4-10 ones that were foraging on the sandy bottom in the open. We chased the groups to induce them to swim into open water and recorded the behaviour of each group. During the study the depth ranged 4-15 m and horizontal visibility ranged 10-30 m. Size of fishes is given as total length (TL) estimates.

3. Results

Mulloidichthys martinicus and *Haemulon chrysargyreum* have a similar resemblance in overall shape and colour pattern (Figure 1). At several sites in the archipelago the yellow goatfish formed schools of about 4-50 individuals, and the grunt usually formed schools of about 40-1000 individuals. The monotypic inactive groups of yellow goatfishes were found sheltered under ledges or in crevices in the reef, or were foraging on the sandy bottom in the open. On the other hand, monotypic schools of the smallmouth grunt were always found inactive in the water column in the open. The yellow goatfishes while in the water column in the open were always mixed within the larger schools of inactive smallmouth grunts (Figure 1). Within the mixed school, the yellow goatfish hovered in a head-down, oblique posture similar to that displayed by the grunts within the school (Figure 2). The yellow goatfish and smallmouth grunts that we recorded mixed together were of similar size class (15-20 cm TL) and in only one small mixed school the yellow goatfish outnumbered (by about 10 individuals) the smallmouth grunt. Although the yellow goatfish appears to be a conspicuous fish when solitary or in small groups, its colour pattern renders it inconspicuous while schooling along with the smallmouth grunt (Figure 1). Experimentally chased groups of yellow goatfish immediately joined the schools of the smallmouth grunt when the former fish were induced to flee into open water (Figure 3).

4. Discussion

We regard the association of the yellow goatfish with the smallmouth grunt as an example of protective mimicry, so called social mimicry (Moynihan 1968, Randall & McCosker 1993), synergic inviting mimicry (Vane-Wright 1976), and school oriented mimicry (Dafni & Diamant 1984), since for all these categories a defensive function was indicated. Our assumption is based in the fact that these two species associate in mixed schools and are similar in shape and colour pattern. Additionally, when threat-



Figure 1 - The yellow goatfish (*Mulloidichthys martinicus*) is difficult to tell apart from the smallmouth grunt (*Haemulon chrysargyreum*) while in mixed schools and viewed under natural light.



Figure 2 - The yellow goatfish adopts similar posture and behaviour while in a mixed school with the smallmouth grunt. Note overall resemblance in shape and pattern between the two species even under artificial light.



Figure 3 - A previously inactive group of yellow goatfish (lower fish) joins a smallmouth grunt school when chased by a would be predator (in this case a diver).

ened, the yellow goatfish always joined the larger schools of smallmouth grunt and behaved like them. The case herein reported cannot be regarded as an example of Batesian or Müllerian mimicry (Vane-Wright 1976), since the two fish species are neither venomous nor poisonous, and do not appear to display any other feature which would deter or confound potential predators (Dafni & Diamant 1984, Randall 1996, Froese & Pauly 2004).

This mixed schooling behaviour may be considered as advantageous for both the smallmouth grunt and the yellow goatfish since their overall numbers increase while mixing, and thus confuse visually hunting predators when targeting on its prey. However, as the goatfish is generally less abundant than the smallmouth grunt (pers obs.), the association much likely is more advantageous to the yellow goatfish than to the smallmouth grunt. Moreover, the goatfish forage on sandy bottoms away from reef shelters and thus they must rely on swimming off into open water as a form of defence against potential predators (Gosline 1984). Therefore, we regard the large smallmouth grunt schools as very important and predictable refuges for the yellow goatfish while fleeing in open water. We predict that the yellow goatfish would join schools of other striped grunt species along the Brazil's coast, *Haemulon squamipinna* in Northeast Brazil and *H. aurolineatum* anywhere on the coast being likely candidates for such mixed associations.

Since the genus *Haemulon* is restricted to the New World (both in the Atlantic and Pacific), whereas *Mulloidichthys* is widespread in warm seas (Allen & Robertson 1994), it would be of interest to check which additional genera and/or species these goatfishes associate with. For instance, the Indo-Pacific *Mulloidichthys mimicus* joins schools of the very similar lutjanid *Lutjanus kasmira* during the day (Allen et al. 2003, Froese & Pauly 2004). The yellow-striped goatfishes *M. flavolineatus* and *M. manicolensis* display a colour pattern similar to that of the schooling caesionids *Pterocaesio chrysozona* and *P. digramma* (Froese & Pauly 2004), also from the Indo-Pacific, and perhaps represent additional instances of social, protective mimicry.

5. Acknowledgements

We thank two anonymous reviewers for greatly improving our manuscript; F. C. Silva for photo and video gear; G. A. G. Pereira for flying tickets; J. M. Silva-Jr (Centro Golfinho Rotador) for logistical and other help; the Atlantis Diving Center for allowing free use of its facilities; the Ibama for permits to study reef fishes at the Fernando de Noronha National Marine Park; the CAPES, CNPq, FAPESP and PROAP-Unicamp for financial support.

6. References

- ALLEN, G.R. & ROBERTSON, D.R. 1994. Fishes of the tropical eastern Pacific. Univ. Hawaii Press. Honolulu.
- ALLEN, G.R., STEENE, R., HUMANN, P. & DeLOACH, N. 2003. Reef fish identification – Tropical Pacific. New World Publications. Jacksonville.
- DAFNI, J. & DIAMANT, A. 1984. School-oriented mimicry, a new type of mimicry in fishes. Mar. Ecol. Progr. Ser. 20: 45-50.
- EHRlich, P.R. & EHRlich, A.H. 1972. Coevolution: heterotypic schooling in Caribbean reef fishes. Am. Nat. 107: 157-160.
- FROESE, R. & PAULY, D. (Eds) 2004. FishBase. World Wide Web electronic publication. www.fishbase.org, version 04/2004.
- GOSLINE, W. A. 1984. Structure, function, and ecology in the goatfishes (family Mullidae). Pacif. Sci. 38: 312-323.
- HUMANN, P. & DeLOACH, N. 2002. Reef fish identification: Florida, Caribbean, Bahamas. New World Publications. Jacksonville.
- MOYNIHAN, M. 1968. Social mimicry; character convergence versus character displacement. Evolution 22 (2): 315-331.
- MUNRO, J.L. 1976. Aspects of the biology and ecology of Caribbean reef fishes: Mullidae (goatfishes). J. Fish Biol. 9: 79-97.
- RANDALL, J.E. 1967. Food habits of reef fishes of the West Indies. Stud. Trop. Oceanogr.5: 665-847.
- RANDALL, J.E. 1996. Caribbean reef fishes. 3rd. ed. T.F.H. Publications. Neptune City.
- RANDALL, J.E. & McCOSKER, J.E. 1993. Social mimicry in fishes. Revue Fr. Aquariol. 20:5-8.
- ROCHA, L.A. & ROSA, I.L. 1999. A new species of *Haemulon* (Teleostei: Haemulidae) from the Northeastern Brazilian coast. Copeia 1999(2): 447-452.
- VANE-WRIGHT, R.I. 1976. A unified classification of mimetic resemblances. Linn. Soc. Lond 8 (1): 25-56.

Title: The association of the goatfish *Mulloidichthys martinicus* with the grunt *Haemulon chrysargyreum*: an example of protective mimicry

Authors: João Paulo Krajewski, Roberta Martini Bonaldo, Cristina Sazima & Ivan Sazima

Biota Neotropica, Vol. 4(number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v3n1/pt/abstract?article+BN00303012003>

Date received: 04/14/2004 - Revised : 06/30/2004
 Accepted: 07/01/2004

ISSN 1676-0611

AS ESPÉCIES DE EPHEMEROPTERA (INSECTA) REGISTRADAS PARA O BRASIL

Frederico Falcão Salles^{1,2}; Elidiomar Ribeiro Da-Silva³; Michael D. Hubbard⁴ & José Eduardo Serrão⁵

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?inventory+BN04004022004>

Recebido em: 11/07/2004

Publicado em: 27/10/2004

1. Museu de Entomologia, Departamento de Biologia Animal, Universidade Federal de Viçosa. Viçosa, Minas Gerais, Brasil. www.insecta.ufv.br/Entomologia/cien/sistemica/ephemeroptera/ephembrasil.htm
2. Autor correspondente. E-mail: ffsalles@insecta.ufv.br
3. Laboratório de Insetos Aquáticos (LABIAQUA), Departamento de Ciências Naturais, ECB, Universidade do Rio de Janeiro, CEP 20211-040, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil. www.unirio.br
4. Laboratory of Aquatic Entomology, Florida A&M University, Tallahassee, Florida 32307, USA. www.famu.org/mayfly
5. Universidade Federal de Viçosa. Departamento de Biologia Geral, Viçosa, Minas Gerais, Brasil. www.ufv.br

Abstract

(The species of mayflies (Ephemeroptera: Insecta) recorded from Brazil). A checklist of the Brazilian Ephemeroptera fauna with all species, genera and families recorded from the country, including the states for which every species is reported, and the pertinent reference is presented. Comments on the status of knowledge of the Brazilian mayfly fauna are also provided. Up to date, 10 families, 63 genera, and 166 species are recorded. Baetidae and Leptophlebiidae have more than 50% of all records, while the North and Southeastern regions are significantly better studied than the other areas of the country.

Key words: *Brazil, mayflies, records, status of knowledge, South-America.*

Resumo

(As espécies de Ephemeroptera (Insecta) registradas para o Brasil). Uma lista da fauna de Ephemeroptera do Brasil, com todas as espécies, gêneros e famílias registrados para o país é apresentada, incluindo os estados para os quais as espécies estão reportadas assim como a bibliografia pertinente. Comentários acerca do estado atual do conhecimento da fauna brasileira também são tecidos. Até o presente momento 10 famílias, 63 gêneros e 166 espécies estão registrados. As famílias Baetidae e Leptophlebiidae compreendem mais de 50% de todos os registros, enquanto as regiões Norte e Sudeste são significativamente melhor estudadas que as demais.

Palavras-chave: *Brasil, Ephemeroptera, registros, estado do conhecimento, América do Sul.*

1. Introdução

A ordem Ephemeroptera, composta atualmente por cerca de 4000 espécies, constitui o grupo mais antigo dentre os insetos alados. A incapacidade de dobrar suas asas sobre o abdome, a presença de dez segmentos abdominais, assim como a pouca redução numérica de suas nervuras alares, são algumas das características consideradas arcaicas que persistem na ordem (Elouard et al. 2003).

Seus integrantes são obrigatoriamente anfibióticos, com imaturos aquáticos e adultos terrestres. Enquanto as ninfas de Ephemeroptera exibem uma variedade de estratégias alimentares (podem ser filtradoras, raspadoras, fragmentadoras, coletoras ou até mesmo predadoras) e vivem de algumas semanas a poucos anos, os adultos não se alimentam, possuem as peças bucais atrofiadas e têm um curto período de vida, que em alguns casos não chega a mais de duas horas. Efemerópteros exibem ainda uma característica peculiar, presente apenas nessa ordem: a existência de um estágio alado intermediário entre a ninfa e o adulto, denominado subimago ou subadulto. Ao contrário dos adultos, encontrados com relativa frequência voando sobre ou nas proximidades dos corpos d'água, as subimagos são menos ativas, ficando em geral pousadas às margens dos ambientes dos quais emergiram.

As ninfas de Ephemeroptera constituem um dos principais grupos dentre os macroinvertebrados bentônicos. Além de serem extremamente abundantes e diversas, ocupam a maior parte dos meso-habitats disponíveis, desde aqueles em áreas de remanso até os de forte correnteza. Como são em grande parte herbívoras ou detritívoras, e servem de alimento para uma série de predadores, como outros insetos e peixes, representam um importante elo na cadeia trófica dos ambientes aquáticos. Em função das distintas respostas apresentadas por suas espécies à degradação ambiental, os Ephemeroptera estão também entre os grupos mais utilizados em programas de biomonitoramento de qualidade da água.

O conhecimento a respeito dos Ephemeroptera no Brasil, apesar de ainda incipiente, aumentou consideravelmente nos últimos anos. Um significativo aumento no número de artigos publicados, tanto tratando da descrição de novos táxons (Ferreira & Domínguez 1992, Da-Silva & Pereira 1993, Lugo-Ortiz & McCafferty 1995, 1996a, b, c, 1998, Molineri 1999, 2001, 2002, Salles & Lugo-Ortiz 2002a, 2003a, b, Salles et al. 2003a, Lopes et al. 2003b, entre outros) como acrescentando novos registros de distribuição de espécies já conhecidas (Da-Silva 1992, 1997, 2003, Francischetti et al. 2003, Salles et al. 2003b, c, 2004b, aceito), praticamente dobrou, em duas décadas, o número de espécies reportado para o Brasil. No entanto, como o último catálogo publicado envolvendo a ordem no país data da década de 1980 (Hubbard 1982) e inexistem trabalhos abrangentes relacionados à fauna brasileira de Ephemeroptera, podemos considerar que as informações acerca da ordem ainda encontram-se bastante dispersas. A

única exceção a isso diz respeito a duas listas, uma tratando das espécies registradas para o Brasil e outra das espécies registradas para o Estado de São Paulo, publicadas no site [Ephemeroptera Galctica](#). No entanto, pode-se afirmar que ambas as listas encontram-se desatualizadas.

Informações pertinentes à distribuição das espécies no país, por exemplo, na maioria das vezes só podem ser acessadas através de trabalhos descritivos, muitas vezes antigos e nem sempre encontrados com facilidade. E, apesar de menos comum atualmente, gêneros e famílias ausentes até mesmo na América do Sul (e.g. *Baetis* Leach, 1815, *Pseudocloeon* Klapálek, 1905, Siphonuriidae, Trichorythidae, entre outros) são eventualmente citados em artigos científicos brasileiros. Fato esse que também pode ser associado à ausência de chaves de identificação próprias para o país (Da-Silva et al. 2003).

No presente trabalho, tendo como objetivo principal integrar o conhecimento acerca da fauna brasileira de Ephemeroptera, apresentamos uma lista das espécies registradas para o Brasil, acompanhada de suas distribuições por estado e da bibliografia pertinente a cada registro. Em função desses dados, comentários a respeito do panorama atual relativo ao conhecimento da ordem no país também são tecidos. A lista originada a partir do presente trabalho está sendo disponibilizada on-line, no site [Ephemeroptera do Brasil](#), com o intuito de mantê-la atualizada.

2. Material e métodos

A lista apresentada foi baseada primariamente no catálogo de Ephemeroptera da América do Sul (Hubbard 1982), acrescida dos artigos com referência ao país publicados desde então até julho de 2004. A partir do conhecimento referente às espécies de Ephemeroptera registradas para o Brasil, todos os artigos que tratavam da descrição dessas espécies, ou que as registravam para alguma localidade no país, foram revisados a fim de se obter os estados para os quais elas se encontravam reportadas.

A listagem, apresentada em ordem alfabética, encontra-se dividida em seções destinadas às famílias, subdivididas por sua vez em gêneros e finalmente em espécies. Autor e ano dos gêneros e espécies, assim como os sinônimos de cada espécie, quando existentes, são fornecidos, permitindo rápido acesso às descrições originais. Citações complementares às descrições originais também foram adicionadas à lista, de forma que o leitor possa ter acesso a toda bibliografia utilizada no trabalho.

Após o nome das espécies, a sigla do(s) estado(s) onde ela se encontra registrada aparece entre colchetes. Quando uma espécie está registrada para mais de um estado, os da mesma região encontram-se separados por vírgulas, enquanto aqueles de regiões distintas aparecem separados por ponto e vírgula. As siglas seguem o padrão normal para abreviação dos estados: Região Sul. PR, Paraná; RS, Rio

Grande do Sul; SC, Santa Catarina. Região Sudeste. ES, Espírito Santo; MG, Minas Gerais; RJ, Rio de Janeiro; SP, São Paulo. Região Centro-Oeste. DF, Distrito Federal; GO, Goiás; MS, Mato Grosso do Sul; MT, Mato Grosso. Região Nordeste. BA, Bahia. Região Norte. AC, Acre; AM, Amazonas; PA, Pará; RO, Rondônia; RR, Roraima. Alguns estados das regiões Nordeste e Norte não constam na lista, uma vez que para os mesmos não foram encontrados registros de nenhuma espécie de Ephemeroptera (veja Discussão). Em poucos casos, ou por faltar uma referência mais específica sobre a localidade (alguns trabalhos antigos citavam a localidade da espécie apenas como Brasil), ou pela referência constar apenas de uma localidade sem especificação do estado (e várias localidades homônimas ocorrem em diferentes estados), é utilizada a seguinte simbologia [??]. E, finalmente, quando não se sabe o estado, porém a região onde a espécie foi encontrada é conhecida, o nome da mesma é escrito por extenso.

O presente trabalho não tem por finalidade discutir a validade das espécies descritas nem como dos registros fornecidos, seu objetivo é listar as espécies registradas para o Brasil que constam em artigos científicos. Entretanto, três espécies merecem alguns comentários: *Palingenia atrostoma* (Weber, 1801) (Palingeniidae), *Ephoron umbratum* (Hagen, 1888) (Polymitarciidae) e *Deleatidium vittatum* Thew, 1960. Uma vez que a atual distribuição da família Palingeniidae e dos gêneros *Ephoron* Williamson, 1802 e *Deleatidium* Eaton, 1899 (Leptophlebiidae), não inclui a Região Neotropical, dificilmente essas espécies pertencem a esses gêneros, ou mesmo à Palingeniidae no caso de *P. atrostoma*. De acordo com Hubbard (1982), *P. atrostoma* trata-se provavelmente de uma *Hexagenia* (Ephemeridae) como abordado por Hagen (1871), enquanto *E. umbratum* seja possivelmente um *Tortopus* (Polymitarciidae). *D. vittatum*, por sua vez, a despeito do que ocorreu com as demais espécies sul-americanas de *Deleatidium*, não foi transferida para *Meridialaris* Peters & Edmunds, 1972. Contudo, de acordo com Peters & Edmunds (1972), a espécie também não pertence a *Deleatidium* e só não foi transferida para outro gênero uma vez que até então só se conhecia a fêmea da espécie. As três espécies estão sendo tratadas como *incertae sedis* no presente trabalho. *P. atrostoma* e *E. umbratum*, por serem consideradas *nomina dubia*, não estão sendo tratadas durante a discussão.

3. Resultados

Tabela 1.

4. Discussão

Ao todo está registrado para o Brasil um total de dez famílias, 63 gêneros e 166 espécies de Ephemeroptera. Das famílias registradas para o país, Coryphoridae,

Melanemerellidae e Ephemeridae são representadas por apenas uma espécie (Figs 1 e 2). No caso das duas primeiras, ambas são monotípicas, sendo Melanemerellidae endêmica para o Brasil até o momento.

Dentre as famílias mais numerosas, Baetidae e Leptophlebiidae se destacam, comportando ao todo mais de 60% dos gêneros e 50% das espécies brasileiras. Esse grande número de espécies e gêneros pode ser devido: (i) à própria diversidade dos dois grupos, Baetidae e Leptophlebiidae compreendem uma grande porcentagem dos gêneros e espécies de Ephemeroptera em todo o mundo; e (ii) o fato de terem sido o alvo principal de grande parte dos trabalhos recentes lidando com a ordem na América do Sul. Das cerca de 70 espécies de Ephemeroptera registradas para o Brasil a partir da década de 1980, 45 pertencem a essas duas famílias.

As famílias Caenidae, Leptohiphidae e Polymitarciidae, comportam basicamente a totalidade das espécies e gêneros restantes. Enquanto Caenidae e principalmente Leptohiphidae, desde as décadas de 1980 (Malzacher 1986, 1990, 1998, Pereira & Da-Silva 1990a, Da-Silva 1993a, b) e final da de 1990 (Molineri 1999, 2001, 2002, 2003), respectivamente, tiveram seu conhecimento significativamente incrementado. Com relação a Polymitarciidae, trabalhos recentes a respeito do grupo são praticamente inexistentes, sendo a validade de muitas de suas espécies questionável.

Euthyplociidae, a despeito do reduzido número de táxons registrados para o Brasil, só não está representada no país por um gênero e duas de suas espécies até o momento descritas para todo o continente americano. Domínguez et al. (2002) sugerem que sua situação em toda a América do Sul não seja muito alterada, talvez com apenas uma ou outra espécie ainda estando por ser descrita.

Oligoneuriidae, por outro lado, encontra-se numa situação pouco usual. Apesar do baixo número de espécies reportadas para o Brasil, o de gêneros pode ser considerado relativamente elevado. Não só tal contraste aponta para um número alto de espécies por serem descritas, como também a diversidade de gêneros como *Lachlania* Hagen, 1868 e *Homoeoneuria* Eaton, 1881, em outras áreas do continente americano.

No que diz respeito ao conhecimento da ordem com relação às localidades brasileiras é facilmente notado que determinados estados e regiões concentram a grande maioria dos registros, enquanto outras áreas representam verdadeiras lacunas (Fig. 3, Tabela 2). As regiões Sudeste e Norte são, seguidas de perto pela Região Sul, as com o maior número de registros de espécies, gêneros e famílias (Fig. 3). Das famílias reportadas para o Brasil, apenas as possivelmente endêmicas, Melanemerellidae e Coryphoridae não estão representadas no Norte e no Sudeste, respectivamente. A Região Sul, ao contrário, apesar de

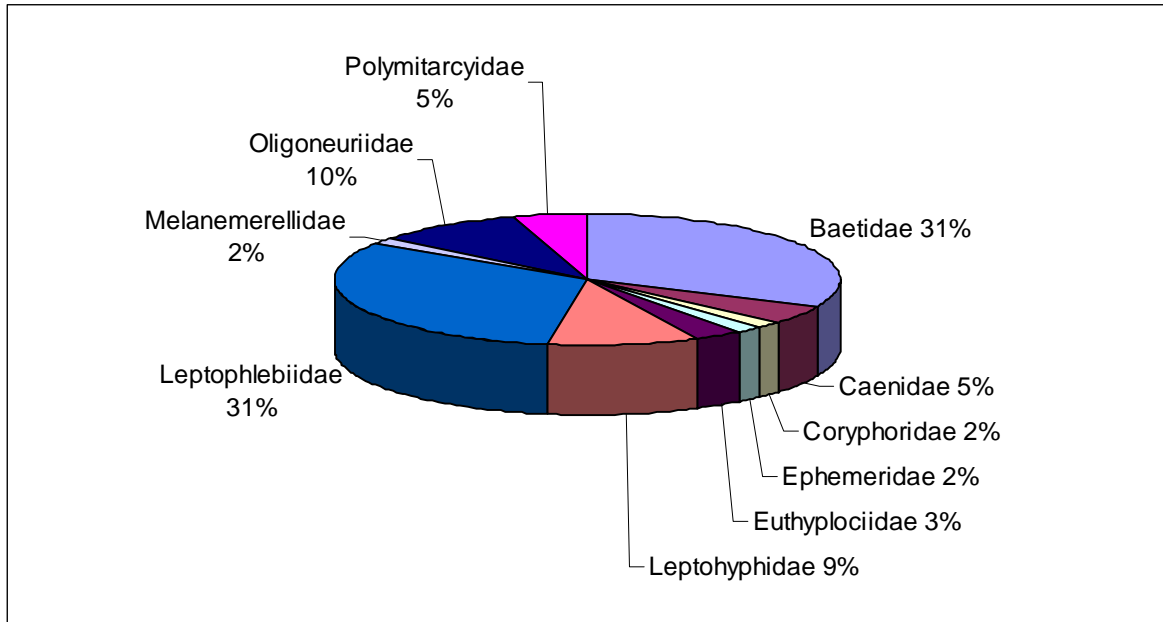


Figura 1. Proporção de gêneros de Ephemeroptera registrados para o Brasil com relação às famílias.

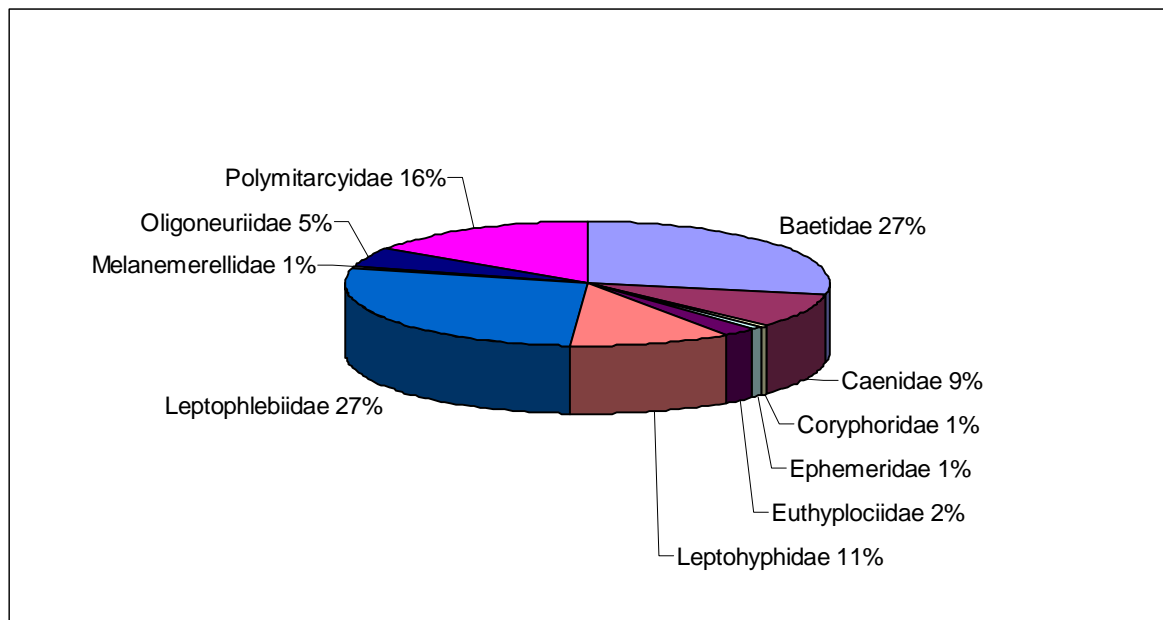


Figura 2. Proporção das espécies de Ephemeroptera registradas para o Brasil com relação às famílias.

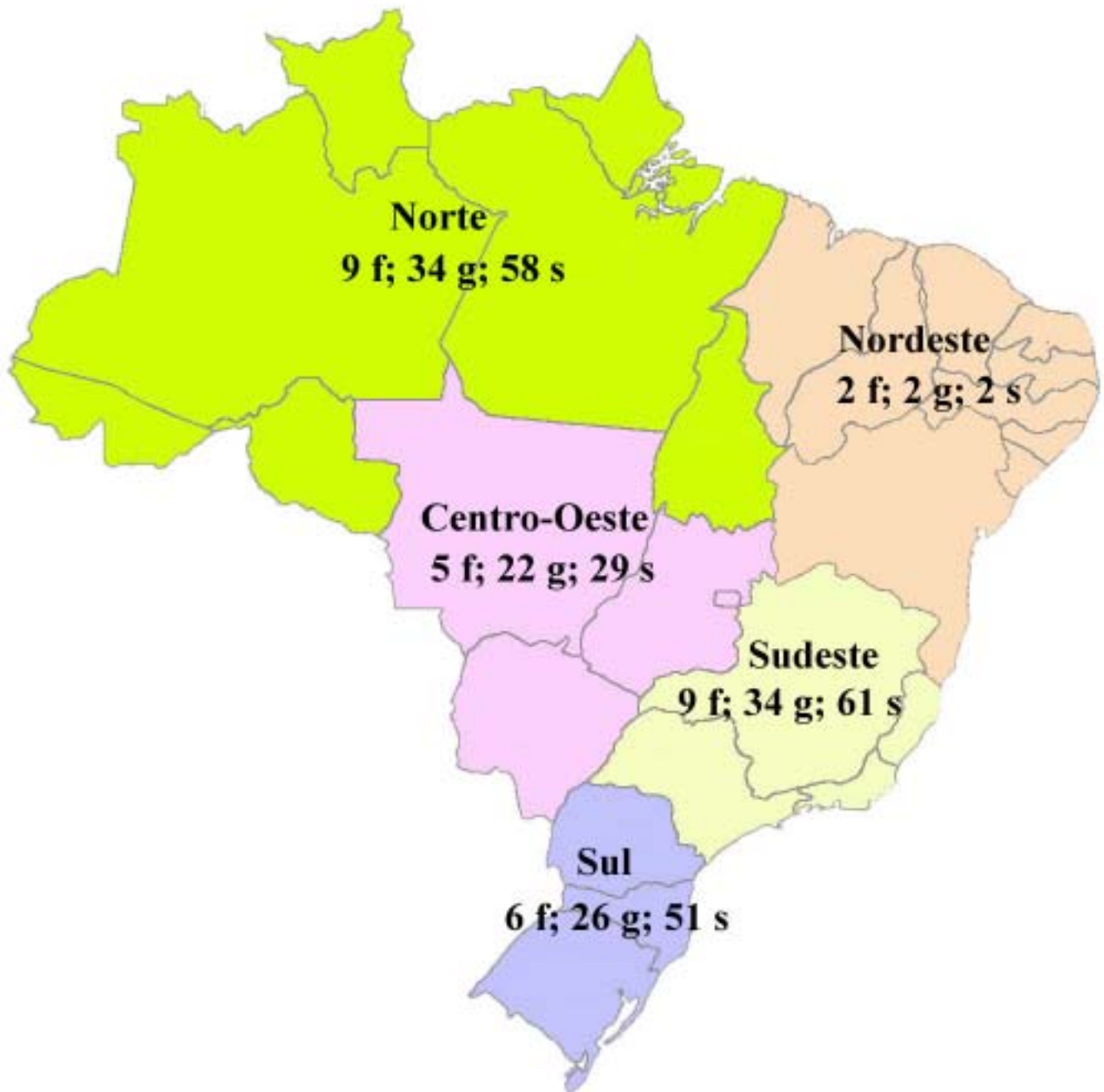


Figura 3. Mapa do Brasil indicando respectivamente o número de famílias (f), gêneros (g) e espécies (s) de Ephemeroptera registrado para as suas cinco regiões.

apresentar um número aproximado de espécies ao das duas regiões anteriores, tem um valor menor de gêneros e famílias.

Enquanto as regiões Sul e Sudeste apresentam um número semelhante de registros por estados (Tab. 2), exceto para o Espírito Santo, os dados da região Norte encontram-se concentrados nos estados do Amazonas e Pará. Além disso, e tal situação só é similar no Nordeste (veja abaixo), alguns de seus estados como o Amapá e o Tocantins não possuem referência a nenhuma espécie nominal de Ephemeroptera. Da mesma forma, o que se conhece acerca da ordem no Acre, Rondônia e Roraima também pode ser considerado praticamente nulo.

Nas regiões Centro-Oeste e Nordeste, o conhecimento a respeito dos Ephemeroptera começa a ficar muito aquém do satisfatório. Áreas prioritárias para que se torne possível compreender a distribuição dos representantes da ordem no Brasil e, conseqüentemente, na América do Sul, são as menos conhecidas.

A região Centro-Oeste, segunda maior em extensão do Brasil ocupando quase 20% do território nacional, apresenta um número de registros, apesar de crescente recentemente, ainda restrito (Fig. 3). Não só diversas famílias não possuem espécies nominais relatadas para a região, como o conhecimento nos distintos estados e no Distrito Federal é fragmentado. Excetuando-se algumas pesquisas referentes à Baetidae desenvolvidas recentemente no Mato Grosso (Salles & Batista 2004, Salles et al. no prelo), pouco tem sido acrescentado ao conhecimento das espécies de Ephemeroptera na região. Na região Nordeste, por sua vez, somente a Bahia, dos nove estados que a compõem, possui espécies formalmente reportadas. Além disso, tais registros estão restritos a apenas duas espécies, uma de Leptophlebiidae e outra de Oligoneuriidae.

O conhecimento a respeito dos Ephemeroptera no Brasil, apesar de típico para invertebrados em países tropicais, aumentou consideravelmente nas últimas duas décadas. Contudo, é evidente com base nos dados discutidos acima que esse conhecimento ainda é incipiente e assim permanecerá por algum tempo. A falta de especialistas no Brasil, a carência de chaves próprias para o país e/ou regiões, assim como a conseqüente escassez de trabalhos faunísticos envolvendo a ordem, podem ser considerados os principais fatores que colaboram para essa hipótese. Esperamos, portanto, que o presente trabalho seja uma ferramenta importante, incentivando e auxiliando futuros trabalhos relativos à fauna brasileira de Ephemeroptera.

5. Agradecimentos

A Marcela Miranda de Lima e Cesar Nascimento Francischetti, Universidade Federal de Viçosa, pelos inúmeros auxílios prestados durante a elaboração deste

trabalho. Ao CNPq, por prover fundos a FFS como estudante do Programa de Pós-graduação em Entomologia na Universidade Federal de Viçosa e a ERDS como bolsista de produtividade em pesquisa (PQ).

6. Referências bibliográficas

- ALLEN, R.K. 1967. New species of New World Leptohyphinae (Ephemeroptera: Tricorythidae). Can. Entomol. 99: 350-375.
- ALLEN, R.K. 1973. New species of *Leptohyphes* Eaton (Ephemeroptera: Tricorythidae). Pan-Pac. Entomol. 49: 363-372.
- ALLEN, R.K. & MURVOSH, C.D. 1987. Mayflies (Ephemeroptera: Tricorythidae) of southwestern United States and northern Mexico. Ann. Entomol. Soc. Am. 80: 35-40.
- BANKS, N. 1913. The Stanford Expedition to Brazil. 1911. Neuropteroid insects from Brazil. Psyche 20: 83-89.
- BERNER, L. & THEW, T.B. 1961. Comments on the mayfly genus *Campylocia* with a description of a new species (Euthyplociidae: Euthyplociinae). Am. Midl. Nat. 66: 329-336.
- BURMEISTER, H. 1839. Handbuch der Entomologie, II. Band, 2. Ephemerina.
- DA-SILVA, E.R. 1991. Descrição da ninfa de *Callibaetis guttatus* Navás, 1915, com notas biológicas e comentários sobre a imago (Ephemeroptera: Baetidae). An. Soc. Entomol. Bras. 20(2): 346-352.
- DA-SILVA, E.R. 1992. Description of the nymph of *Homoeoneuria (Notochora) fittkai* Pescador & Peters, 1980 from northeastern Brazil (Ephemeroptera, Oligoneuriidae, Oligoneuriinae). Rev. Bras. Entomol. 36(3): 693-696.
- DA-SILVA, E.R. 1993a. Descrição do imago macho de *Caenis cuniana* Froehlich, com notas biológicas (Ephemeroptera, Caenidae). Rev. Bras. Zool. 10(3): 413-416.
- DA-SILVA, E.R. 1993b. Efemerópteros da Serra dos Órgãos, Estado do Rio de Janeiro. II. Descrição de uma nova espécie de *Leptohyphes* Eaton, 1882 (Ephemeroptera, Tricorythidae). Rev. Bras. Entomol. 37(2): 313-316.
- DA-SILVA, E.R. 1997. New and additional records of Leptophlebiidae (Ephemeroptera) from Rio de Janeiro State, Brazil. Rev. Biol. Trop. 44(3)/45(1): 684-685.
- DA-SILVA, E.R. 2002a. Leptophlebiidae (Insecta: Ephemeroptera) ocorrentes no Estado do Rio de Janeiro: taxonomia e caracterização biológica das ninfas. Tese de doutorado. Rio de Janeiro, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Museu Nacional.

- DA-SILVA, E.R. 2002b. Variações intraespecíficas da ninfa de *Askola froehlichii* Peters, 1969 (Insecta, Ephemeroptera, Leptophlebiidae), com notas biológicas. Bol. Mus. Nac., N.S. Zoo. 492: 1-5.
- DA-SILVA, E.R. 2002c. Descrição da ninfa de *Farrodes carioca* Domínguez, Molineri & Peters, 1996 (Insecta, Ephemeroptera, Leptophlebiidae). Bol. Mus. Nac., N.S. Zoo. 495: 1-5.
- DA-SILVA, E.R. 2003. Ninfas de *Thraulodes* Ulmer, 1920 (Insecta: Ephemeroptera: Leptophlebiidae) ocorrentes no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. Biota Neotrop. 3(2): 1-7.
- DA-SILVA, E.R. & LOPES, M.J.N. 2002. First record of *Ulmeritoides missionensis* (Ephemeroptera: Leptophlebiidae) in Brazil. Rev. Biol. Trop. 49(3/4): 1281-1282.
- DA-SILVA, E.R. & PEREIRA, S.M. 1992. Description of the nymph of *Ulmeritus* (U.) *saopaulensis* (Traver, 1947) from southeastern Brazil (Ephemeroptera, Leptophlebiidae, Atalophlebiinae). Rev. Bras. Entomol. 36(4): 855-858.
- DA-SILVA, E.R. & PEREIRA, S.M. 1993. Efemerópteros da Serra dos Órgãos, Estado do Rio de Janeiro. III. Descrição de uma nova espécie de *Lachlania* Hagen, 1868 (Ephemeroptera: Oligoneuriidae). An. Acad. Bras. Cienc. 65(3): 296-301.
- DA-SILVA, E.R. SALLES, F.F., NESSIMIAN, J.L. & COELHO, L.B.N. 2003. A identificação das famílias de Ephemeroptera (Insecta) ocorrentes no Estado do Rio de Janeiro: chave pictórica para as ninfas. Bol. Mus. Nac., N.S. Zoo. 508: 1-6.
- DAY, W.C. 1955. New genera of mayflies from California (Ephemeroptera). Pan-Pac. Entomol. 31: 121-137.
- DEMOULIN, G. 1955. Une mission biologique belge au Brésil. Éphéméroptères. Bull. Inst. R. Sci. Nat. Belg. 31(20): 1-32.
- DEMOULIN, G. 1966. Contribution à l'étude des Éphéméroptères du Surinam. Bull. Inst. R. Sci. Nat. Belg. 42(37): 1-22.
- DOMÍNGUEZ, E. 1995. Cladistic analysis of the *Ulmeritus-Ulmeritoides* group (Ephemeroptera, Leptophlebiidae), with descriptions of five new species of *Ulmeritoides*. J. New York Entomol. Soc. 103: 15-38.
- DOMÍNGUEZ, E. & FLOWERS, R.W. 1989. A revision of *Hermanella* and related genera (Ephemeroptera: Leptophlebiidae: Atalophlebiinae) from Subtropical South America. Ann. Entomol. Soc. Amer. 82: 555-573.
- DOMÍNGUEZ, E., MOLINERI, C. & PETERS, W.L. 1996. Ephemeroptera from Central and South America: New species of the *Farrodes bimaculatus* group with a key for the males. Stud. Neotrop. Fauna Environ. 31: 87-101.
- DOMÍNGUEZ, E., PETERS, W.L., PETERS, J.G. & SAVAGE, H.M. 1997. The image of *Simothraulopsis* Demoulin with a redescription of the nymph (Ephemeroptera: Leptophlebiidae: Atalophlebiinae). Aquatic Insects. 19(3): 141-150.
- DOMÍNGUEZ, E., ZÚÑIGA, M.C. & MOLINERI, C. 2002. Estado actual del conocimiento y distribución del orden Ephemeroptera (Insecta) en la Región Amazónica. Caldasia 24(2): 459-469.
- DOMINIQUE, Y., THOMAS, A., ORTH, K. & DAUTA, C. 2000. Les Ephémères de La Guyane Française. 2. *Camelobaetidius billi* et *C. janae* n. spp (Ephemeroptera, Baetidae). Ephemera 2: 39-48.
- EATON, A.E. 1871. A monograph on the Ephemeridae. Trans. Entomol. Soc. London. 1871: 1-164.
- EATON, A.E. 1881. An announcement of new genera of the Ephemeridae. Entomol. Mon. Mag. 17: 191-197.
- EATON, A.E. 1883-1888. A revisional monograph of recent Ephemeridae or mayflies. Trans. Linn. Soc. London. 3: 1-352.
- EATON, A.E. 1899. An annotated list of the Ephemeridae of New Zealand. Trans. Entomol. Soc. London. 1899: 285-293.
- EDMUNDS JR, G.F. 1948. A new genus of mayflies from western North America (Leptophlebiinae). Proc. Biol. Soc. Washington. 61: 141-146.
- EDMUNDS JR, G.F. 1950. Notes on neotropical Ephemeroptera. I. New and little known Leptophlebiidae. Rev. Entomol. 21(3): 551-554.
- EDMUNDS JR, G.F. 1963. A new genus and species of mayfly from Peru (Ephemeroptera: Leptophlebiidae). Pan-Pac. Entomol. 39: 34-36.
- EDMUNDS JR, G.F., JENSEN, S.L. & BERNER, L. 1976. The mayflies of North and Central America. Minneapolis, University of Minnesota Press.
- ELOUARD, J.M., GATTOLLIAT, J.L. & SARTORI, M. 2003. Ephemeroptera, mayflies. In The Natural History of Madagascar (Goodman S.M & J.P. Benstead, eds). University of Chicago Press, Chicago, p.639-645.
- ESBEN-PETERSEN, T. 1912. New and little-known species of Ephemerida from Argentine. (Neuropt.). Deutsch. Entomol. Zeitschr.: 333-342.
- FERREIRA, M.J.N. & DOMÍNGUEZ, E. 1992. A new species of *Hermanella* (Ephemeroptera: Leptophlebiidae: Atalophlebiinae) from southeastern Brazil. Aquatic Insects. 14(3): 179-182.
- FRANCISCHETTI, C.N., SALLES, F.F., LUGO-ORTIZ, C.R. & DA-SILVA, E.R. 2003. First report of *Americabaetis* Kluge (Ephemeroptera: Baetidae) from Rio de Janeiro, Brazil. Entomotrópica. 18: 69-71.

- FROEHLICH, C.G. 1969. *Caenis cuniana* sp. n., a parthenogenetic mayfly. Beitr. Neotrop. Fauna. 6: 103-108.
- GUERIN, E. & PERCHERON, A.R. 1838. Genera des Insects. Livr. VI.
- HAGEN, H. 1861. Synopsis of the Neuroptera of North America with a list of the South American species. Smithsonian Misc. Coll.: 1-347.
- HAGEN, H. 1888. Unsere gegenwärtige Kenntniss der Ephemerer. Stett. Entomol. Z. 49: 221-232.
- HOFFMAN, C., SARTORI, M. & THOMAS, A. 1999. Les Éphéméroptères (Ephemeroptera) de la Guadeloupe (petites Antilles Françaises). Mem. Soc. Vaud. Sc. Nat. 20(1): 1-96.
- HUBBARD, M.D. 1982. Catálogo abreviado de Ephemeroptera da América do Sul. Papéis Avulsos Zool. 34: 257-282.
- LESTAGE, J.A. 1923. L'imbriglio campsuriens. Notes critiques sur les *Campsurus*. Ann. Soc. Entomol. Belg.: 113-124.
- LESTAGE, J.A. 1924. *Atalophlebia bieni* sp. n. Éphémère nouvelle du Brésil. Ann. Soc. Entomol. Belg. 64: 21-24.
- LESTAGE, J.A. 1930. Notes sur le genre *Massartella* nov. gen. de la famille des Leptophlebiidae (Ephemeroptera) et le génotype *Massartella brieni* Lest. Une Mission Biologique Belge au Brésil 2: 249-258.
- LOPES, M.J.N. 1999. Sistemática de Atalophlebiinae (Insecta: Ephemeroptera, Leptophlebiidae) nos escudos das Guianas e Brasileiro (Rondônia). Tese de doutorado. Manaus, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/ Universidade do Amazonas.
- LOPES, M.J.N., DA-SILVA, E.R. & PY-DANIEL, V. 2003b. A new species of *Ulmeritoides* from Brazil (Ephemeroptera: Leptophlebiidae). Rev. Biol. Trop. 51(1): 195-199.
- LOPES, M.J.N., FROEHLICH, C.G. & DOMINGUEZ, E. 2003a. Description of the larva of *Thraulodes schlingeri* (Ephemeroptera, Leptophlebiidae). Iheringia S. Zool. 93(2): 197-200.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1995. Three distinctive new genera of Baetidae (Insecta, Ephemeroptera) from South America. Ann. Limnol. 31: 233-243.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1996a. *Aturbina georgei* gen et sp-n. A small minnow mayfly (Ephemeroptera, Baetidae) without turbinate eyes. Aquatic Insects. 18: 175-183.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1996b. The genus *Paracloeodes* (Insecta, Ephemeroptera, Baetidae) and its presence in South America. Ann. Limnol. 32: 161-169.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1996c. Taxonomy of the Neotropical genus *Americabaetis*, new status (Insecta: Ephemeroptera: Baetidae). Stud. Neotrop. Fauna Environ. 31: 156-169.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1997. First report and new species of the genus *Apobaetis* (Ephemeroptera: Baetidae) from South America. Aquatic Insects. 19: 243-246.
- LUGO-ORTIZ, C.R. & McCAFFERTY, W.P. 1998. Five new genera of Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) from South America. Ann. Limnol. 34: 57-73.
- LUGO-ORTIZ, C.R., SALLES, F.F. & FURIERI, K.S. 2002. First records of small minnow mayflies (Ephemeroptera: Baetidae) from the State of Espírito Santo, southeastern Brazil. Lundiana 3: 79-80.
- MALZACHER, P. 1986. Caenidae aus dem Amazonasgebiet (Insecta, Ephemeroptera). Spixiana 9: 83-103.
- MALZACHER, P. 1990. Neue Arten der Eintagsfliegenfamilie Caenidae (Insecta, Ephemeroptera) aus Südamerika. Stud. Neotrop. Fauna Environ. 25(1): 31-39.
- MALZACHER, P. 1998. Remarks on the genus *Brasilocaenis* (Ephemeroptera: Caenidae), with the description of a new species: *Brasilocaenis mendesi*. Stuttgarter Beitr. Naturk.
- MAYO, V.N. 1968. Two new species of the genus *Baetodes* from Ecuador (Ephemeroptera: Baetidae). Pan-Pac. Entomol. 44: 251-257.
- McCAFFERTY, W.P. 1970. Neotropical nymphs of the genus *Hexagenia* (Ephemeroptera: Ephemeridae). J. Georgia Entomol. Soc. 5: 224-228.
- McCAFFERTY, W.P. & LUGO-ORTIZ, C.R. 1995. *Cloeodes hydation*, n. sp. (Ephemeroptera: Baetidae) an extraordinary, drought tolerant mayfly from Brazil. Entomol. News. 106: 29-35.
- MELO, S.M., TAKEDA, A.M. & MONKOLSKI, A. 2002. Seasonal dynamics of *Callibaetis willineri* (Ephemeroptera, Baetidae) associated with *Eichhornia azurea* (Pontedericeae) in Guaraná Lake of the Upper Paraná River, Brazil. Hydrobiol. 470: 57-62.
- MOL, A.W.M. 1986. *Harpagobaetis gulosus* gen. nov., spec. nov., a new mayfly from Suriname (Ephemeroptera: Baetidae). Zool. Meded. 60: 63-70.
- MOLINERI, C. 1999. Revision of the genus *Tricorythopsis* (Ephemeroptera: Leptohiphidae) with description of four new species. Aquatic Insects. 21: 285-300.
- MOLINERI, C. 2001. *Traverhyphes*: a new genus of Leptohiphidae for *Leptohiphes* indicator and related species (Insecta: Ephemeroptera). Spixiana 24(2): 129-140.
- MOLINERI, C. 2002. Cladistic analysis of the South-American species of *Trichorythodes* (Ephemeroptera: Leptohiphidae) with the descriptions of new species and stages. Aquatic Insects. 24(4): 273-308.
- MOLINERI, C. 2003. Revision of the South-American species of *Leptohiphes* Eaton (Ephemeroptera: Leptohiphidae) with a key to the nymphs. Stud. Neotrop. Fauna Environ. 38(1): 47-70.

- MOLINERI, C. & DOMINGUEZ, E. 2003. Nymph and egg of *Melanemerella brasiliensis* (Ephemeroptera : Ephemerelloidea : Melanemerellidae), with comments on its systematic position and the higher classification of Ephemerelloidea. J. N. Am. Benthol. Soc. 22(2): 263-275.
- NAVÁS, L. 1912. Neurópteros nuevos de América. Broteria 10: 194-202.
- NAVÁS, L. 1915a. Neurópteros nuevos o poco conocidos (Sexta Serie). Mem. R. Acad. Cienc. Artes Barcelona. 12: 119-136.
- NAVÁS, L. 1915b. Neurópteros sudamericanos, segunda série. Broteria 13: 5-13.
- NAVÁS, L. 1916. Neuroptera nova americana. Mem. Pontif. Accad. Rom. Nuovi Lincei. 2(2): 60-80.
- NAVÁS, L. 1917. Algunos insectos Neurópteros de la Argentina. Physis 3: 186-196.
- NAVÁS, L. 1918. Insectos chilenos. Bol. Soc. Aragonesa Cienc. Nat. 17: 212-230.
- NAVÁS, L. 1919. Algunos insectos Neurópteros de la Argentina. Serie 2. Physis 9: 80-90.
- NAVÁS, L., 1920a. Algunos insectos de Santa Fe (República Argentina) recogidos por el P. Juan C. Muhn, S. J. Estudios. 18: 131-135.
- NAVÁS, L. 1920b. Insectos Sudamericanos. An. Soc. Cient. Argent. 90: 33-72.
- NAVÁS, L. 1920c. Algunos insectos del Brasil. 3ª Serie. Rev. Mus. Paulista. 12: 413-417.
- NAVÁS, L. 1922. Efemerópteros nuevos o poco conocidos. Bol. Soc. Entomol. España. 5: 54-63.
- NAVÁS, L. 1923. Insecta nova. VIII Serie. Mem. Pontif. Accad. Rom. Nuovi Lincei. 6(2): 1-27.
- NAVÁS, L. 1924. Insectos de la Argentina y Chile. Estudios: 358-368.
- NAVÁS, L. 1929. Insectos de la Argentina. Quinta Serie. Rev. Soc. Entomol. Argent. 32: 219-225.
- NAVÁS, L. 1930a. Insectos de la Argentina. Sexta Serie. Rev. Soc. Entomol. Argent. 3: 125-132.
- NAVÁS, L. 1930b. Insectos neotropicos. 6ª Serie. Rev. Chil. Hist. Nat. 34: 62-75.
- NAVÁS, L. 1931. Insectos del Brasil. 4ª Serie. Rev. Mus. Paulista. 17: 455-458.
- NAVÁS, L. 1932. Insectos de la Argentina. Rev. Acad. Cienc. Zaragoza. 16: 87-120.
- NAVÁS, L. 1934. Insectos suramericanos. Octava Serie. Rev. Acad. Cienc. Madrid. 31: 9-28.
- NAVÁS, L. 1936. Insectos del Brasil. 5ª Serie. Rev. Mus. Paulista. 20: 731-734.
- NEEDHAM, J.G. & MURPHY, H.E. 1924. Neotropical mayflies. Bull. Lloyd Lib. Bot. Pharm. Med., 24. Entomol. Ser. 4: 1-79.
- NOLTE, U., OLIVEIRA, M.J. & STUR, E. 1997. Seasonal, discharge-driven patterns of mayfly assemblages in an intermittent Neotropical stream. Freshwater Biol. 37: 333-343.
- PEREIRA, S.M. 1987. Presença de *Lachlania* Hagen, 1868 no Brasil: Descrição de uma nova espécie e notas sobre as demais (Ephemeroptera, Oligoneuriidae). Bol. Mus. Nac., N.S. Zoo. 314: 1-11.
- PEREIRA, S.M. & DA-SILVA, E.R. 1990a. Nova espécie de *Caenis* Stephens, 1835 do sudeste do Brasil (Ephemeroptera, Caenidae). Bol. Mus. Nac., N.S. Zoo. 341: 1-8.
- PEREIRA, S.M. & DA-SILVA, E.R. 1990b. Nova espécie de *Campylocia* Needham & Murphy, 1924 com notas biológicas (Ephemeroptera, Euthyplociidae). Bol. Mus. Nac., N.S. Zoo. 336: 1-12.
- PEREIRA, S.M. & DA-SILVA, E.R. 1991. Descrição de uma nova espécie de *Campsurus* Eaton, 1868 do sudeste do Brasil, com notas biológicas (Ephemeroptera: Polymitarciidae: Campsurinae). Rev. Bras. Biol. 51(2): 321-326.
- PESCADOR, M.L. & EDMUNDS JR, G.F. 1994. New genus of Oligoneuriidae (Ephemeroptera) from South America. Ann. Entomol. Soc. Amer. 87: 263-269.
- PESCADOR, M.L. & PETERS, W.L. 1980. A revision of the genus *Homoeoneuria* (Ephemeroptera: Oligoneuriidae). Trans. Amer. Entomol. Soc. 106: 357-393.
- PESCADOR, M.L. & PETERS, W.L. 1990. Biosystematics of the genus *Massartella* Lestage (Ephemeroptera: Leptophlebiidae: Atalophlebiinae) from South America. Aquatic Insects. 12: 145-160.
- PETERS, W.L. 1969. *Askola froehlichii*, a new genus and species from southern Brazil (Leptophlebiidae: Ephemeroptera). Florida Entomol. 52: 253-258.
- PETERS, W.L. 1971. A revision of the Leptophlebiidae of the West Indies (Ephemeroptera). Smith. Contr. Zool. 62: 1-48.
- PETERS, W.L. 1981. *Coryphorus aquilus*, a new genus and species of Tricorythidae from the Amazon Basin (Ephemeroptera). Aquatic Insects. 3: 209-217.
- PETERS, W.L. & EDMUNDS JR, G.F. 1972. A revision of the generic classification of certain Leptophlebiidae from southern South America (Ephemeroptera). Ann. Entomol. Soc. Amer. 65: 1398-1414.
- PICTET, F.J. (1843-1845). Histoire naturelle générale et particulière des insectes névroptères. Famille des éphémérines. Geneva.
- PUTHZ, V. 1975. Eine neue Caenidengattung aus dem Amazonasgebiet (Insecta: Ephemeroptera: Caenidae). Amazoniana. 5: 411-415.

- SALLES, F.F. & BATISTA, J.D. 2004. The presence of *Varipes* Lugo-Ortiz & McCafferty (Ephemeroptera: Baetidae) in Brazil, with the description of a new species. *Zootaxa* 456: 1-6.
- SALLES, F.F., BATISTA, J.D. & CABETTE, H.R.S. 2004 b. Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) de Nova Xavantina, Mato Grosso, Brasil: novos registros e descrição de uma nova espécie de *Cloeodes* Traver. *Biota Neotrop.* 4(2): 1-8.
- SALLES, F.F., DA-SILVA, E.R. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2003a. Descrição da ninfa e redescricao dos adultos de *Callibaetis radiatus* Navás (Insecta: Ephemeroptera: Baetidae). *Lundiana* 4(1): 13-18.
- SALLES, F.F., DA-SILVA, E.R., SERRÃO, J.E. & FRANCISCHETTI, C.N. aceito. Baetidae (Ephemeroptera) na Região Sudeste do Brasil: novos registros e chave para os gêneros no estágio ninfal. *Neotrop. Entomol.*
- SALLES, F.F. & DIAS, L.G. aceito. Descrição dos adultos de *Camelobaetidius billi* (Ephemeroptera, Baetidae). *Iheringia S. Zool.*
- SALLES, F.F. & FRANCISCHETTI, C.N. 2004. *Cryptonympha dasilvai* sp. nov. (Ephemeroptera: Baetidae) do Brasil. *Neotrop. Entomol.* 33(2): 213-216.
- SALLES, F.F., FRANCISCHETTI, C.N., ROQUE, F.O., PEPINELLI, M. & STRIXINO, S.T. 2003b. Levantamento preliminar dos gêneros e espécies de Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) do Estado de São Paulo, com ênfase em coletas realizadas em córregos florestados de baixa ordem. *Biota Neotrop.* 3(2): 1-7.
- SALLES, F.F. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2002a. A distinctive new species of *Apobaetis* (Ephemeroptera: Baetidae) from Mato Grosso and Minas Gerais, Brazil. *Zootaxa* 35: 1-6.
- SALLES, F.F. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2002b. Primeiro registro do gênero *Harpagobaetis* Mol (Ephemeroptera: Baetidae) para o Brasil. *Lundiana* 3: 155.
- SALLES, F.F. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2003a. Nova espécie de *Cloeodes* Traver (Ephemeroptera: Baetidae) do Estado do Rio de Janeiro. *Neotrop. Entomol.* 32(3): 449-452.
- SALLES, F.F. & LUGO-ORTIZ, C.R. 2003b. Um novo gênero e espécie de Baetidae (Ephemeroptera) do Estado de Minas Gerais, sudeste do Brasil. *Iheringia S. Zool.* 93(2): 201-206.
- SALLES, F.F., LUGO-ORTIZ, C.R. & DA-SILVA, E.R. 2004a. Descrição da fêmea adulta de *Americabaetis titthion* (Ephemeroptera: Baetidae). *Acta Zool. Mex.* 20(1): 23-26.
- SALLES, F.F., LUGO-ORTIZ, C.R., DA-SILVA, E.R. & FRANCISCHETTI, C.N. 2003c. Novo gênero e espécie de Baetidae (Insecta, Ephemeroptera) do Brasil. *Arq. Mus. Nac.* 61(1): 23-30.
- SAVAGE, H.M. 1982. A curious new genus and species of Atalophlebiinae (Ephemeroptera: Leptophlebiidae) from the southern coastal mountains of Brazil. *Stud. Neotrop. Fauna Environ.* 17: 209-217.
- SAVAGE, H.M. 1983. *Perissophlebiodes*, a Replacement Name for *Perissophlebia* Savage Nec Tillyard (Ephemeroptera, Leptophlebiidae). *Entomol. News.* 94(5): 204-204.
- SAVAGE, H.M. 1986. Systematics of the *Terpides* lineage from the Neotropics: Definition of the *Terpides* lineage, methods, and revision of *Fittkaulus* Savage & Peters. *Spixiana* 9: 255-270.
- SAVAGE, H.M. & DOMÍNGUEZ, E. 1992. A new genus of Atalophlebiinae (Ephemeroptera, Leptophlebiidae) from northern South America. *Aquatic Insects.* 14: 243-248.
- SAVAGE, H.M. & PETERS, W.L. 1978. *Fittkaulus maculatus*, a new genus and species from northern Brazil (Leptophlebiidae: Ephemeroptera). *Acta Amazonica.* 8: 293-298.
- SAVAGE, H.M. & PETERS, W.L. 1983. Systematics of *Miroculis* and related genera from northern South America (Ephemeroptera: Leptophlebiidae). *Trans. Amer. Entomol. Soc.* 108: 491-600.
- SOLDÁN, T. 1986. A revision of the Caenidae with ocellar tubercles in the nymphal stage (Ephemeroptera). *Acta Univers. Carol. Biol.* 1982-1984: 289-362.
- SPIETH, H.T. 1943. Taxonomic studies on the Ephemeroptera. III. Some interesting Ephemerids from Surinam and other Neotropical localities. *Amer. Mus. Novit.* 1244: 1-13.
- STEPHENS, J.F. 1835. *Illustration of British Entomology, Mandibulata.* 6: 54-70.
- THEW, T.B. 1960. Taxonomic studies on some Neotropical Leptophlebiid mayflies (Ephemeroptera: Leptophlebiidae). *Pan-Pac. Entomol.* 36: 119-132.
- TRAVER, J.R. 1938. Mayflies of Puerto Rico. *J. Agric. Univ. Puerto Rico* 22: 5-42.
- TRAVER, J.R. 1944. Notes on Brazilian mayflies. *Bol. Mus. Nac., N.S. Zoo.* 22: 2-53.
- TRAVER, J.R. 1946. Notes on Neotropical mayflies. Part I. Family Baetidae, subfamily Leptophlebiinae. *Rev. Entomol.* 17: 418-436.
- TRAVER, J.R. 1950. Notes on Neotropical mayflies. Part IV. Family Ephemeridae (continued). *Rev. Entomol.* 21: 593-614.
- TRAVER, J.R. 1956. A new genus of Neotropical mayflies (Ephemeroptera, Leptophlebiidae). *Proc. Entomol. Soc. Washington.* 58: 1-13.
- TRAVER, J.R. 1958. The subfamily Leptohyphinae (Ephemeroptera: Tricorythidae). Part I. *Ann. Entomol. Soc. Amer.* 51: 491-503.

- TRAVER, J.R. 1959. Uruguayan mayflies. Family Leptophlebiidae: Part I. Rev. Soc. Urug. Entomol. 3: 1-13.
- TRAVER, J.R. 1960. Uruguayan mayflies. Family Leptophlebiidae: Part III. Rev. Soc. Urug. Entomol. 4:73-85.
- TRAVER, J.R. & EDMUNDS JR, G.F. 1967. A revision of the genus *Thraulodes* (Ephemeroptera: Leptophlebiidae). Misc. Pub. Entomol. Soc. Am. 85(11): 1-80.
- TRAVER, J.R. & EDMUNDS JR, G.F. 1968. A revision of the Baetidae with spatulate-clawed nymphs (Ephemeroptera). Pac. Insects 10: 629-677.
- ULMER, G. 1920a. Neue Ephemeropteren. Arch. Naturgesch. 85(11): 1-80.
- ULMER, G. 1921. Über einige Ephemeropteren-Typen älterer Autoren. Arch. Naturgesch. 87: 229-237.
- ULMER, G. 1942. Alte und neue Eintagsfliegen (Ephemeropteren) aus Süd- und Mittelamerika. Stett. Entomol. Z. 103: 98-128.
- ULMER, G. 1943. Alte und neue Eintagsfliegen (Ephemeropteren) aus Süd- und Mittelamerika. Stett. Entomol. Z. 104: 14-46.
- WALKER, F. 1853. Ephemerinae. List of the specimens of neuropterous insects in the collection of the British Museum, Part III (Termitidae- Ephemeridae). 533-585.
- WALKER, F. 1860. Characters of undescribed Neuroptera in the Collection of W.W. Saunders, Esq. F.R.S. Trans. Entomol. Soc. London. 5: 176-199.
- WALSH, B.D. 1863. Observations on certain N.A. Neuroptera, by H. Hagen, M.D., of Koenigsberg, Prussia; translated from the original French MS, and published by permission of the author, with notes and descriptions of about twenty new N.A. species of Pseudoneuroptera. Proc. Entomol. Soc. Philadelphia. 2: 167-272.
- WALTZ, R.D. & McCAFFERTY, W.P. 1985. *Moribaetis*: A new genus of Neotropical Baetidae (Ephemeroptera). Proc. Entomol. Soc. Washington. 87: 239-251.
- WEBER, F. 1801. Observationes Entomologicae. 99-100.
- WIERSEMA, N.A. & McCAFFERTY, W.P. 2000. Generic revision of the North and Central American Leptohyphidae (Ephemeroptera: Pannota). Trans. Am. Entomol. Soc. 126: 337-371.
- WILLIAMSON, H. 1802. On the *Ephoron leukon*, usually called the white fly of the Passaic River. Trans. Am. Phil. Soc. 5: 71-73.

Title: As espécies de Ephemeroptera (Insecta) registradas para o Brasil

Authors: Frederico Falcão Salles; Elidiomar Ribeiro Da-Silva; Michael D. Hubbard; José Eduardo Serrão

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?inventory+BN04004022004>

Date Received 07/11/2004
Accepted 10/27/2004

ISSN 1676-0603

Tabela 1. Lista das espécies de Ephemeroptera registradas para o Brasil, acompanhada da distribuição por estado e bibliografia referente aos registros.

FAMÍLIA BAETIDAE (20 gêneros, 46 espécies)		
<i>Adebrotus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995		
<i>Adebrotus amazonicus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995	[MT; AM]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1995, Salles et al. 2004b)
<i>Americabaetis</i> Kluge, 1992		
<i>Americabaetis alphus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996	[PR, SC, RS; MG, RJ, SP; MT]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1996c, Francischetti et al. 2003, Salles et al. 2003c, aceito a, b)
<i>Americabaetis labiosus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996	[PR, SC, RS; RJ]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1996c, Francischetti et al. 2003, Salles et al. aceito a)
<i>Americabaetis longetron</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996	[PR, SC; ES, RJ, MG]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1996c, Francischetti et al. 2003, Salles et al. aceito a)
<i>Americabaetis titthion</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996	[PR, SC, RS; RJ]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1996c, Francischetti et al. 2003, Salles et al. 2004, aceito a)
<i>Apobaetis</i> Day, 1955		
<i>Apobaetis fiuzai</i> Salles & Lugo-Ortiz, 2002a	[MG, RJ, SP; MT]	(Salles & Lugo-Ortiz 2002a, Salles et al. aceito a)
<i>Apobaetis signifer</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1997	[PA]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1997)
<i>Aturbina</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996		
<i>Aturbina georgei</i> Lugo-Ortiz & McCafferty,	[SP, MG, RJ;	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1996a, Salles et

1996	MT; AM, PA]	al. 2003c, aceito a, b, Nolte et al. 1997)
<i>Baetodes</i> Needham & Murphy, 1924		
<i>Baetodes itatiayanus</i> Demoulin, 1955	[RJ]	(Demoulin 1955)
<i>Baetodes sancticatarinae</i> Mayo, 1968	[SC]	(Mayo 1968)
<i>Baetodes serratus</i> Needham & Murphy, 1924	[MG, RJ]	(Needham & Murphy 1924, Traver 1944)
<i>Callibaetis</i> Eaton, 1881		
<i>Callibaetis fasciatus</i> (Pictet), 1843 = <i>Cloe fasciata</i> Pictet, 1843 = <i>Cloeon fasciata</i> (Pictet, 1843) = <i>Baetis fasciata</i> (Pictet, 1843) = <i>Callibaetis trifasciatus</i> Esben-Petersen, 1912 = <i>Baetis gloriosus</i> Navás, 1923 = <i>Callibaetis gloriosus</i> (Navás, 1923)	[??]	(Pictet 1843)
<i>Callibaetis gregarius</i> Navás, 1930b	[SP]	(Navás 1930b)
<i>Callibaetis guttatus</i> Navás, 1915a = <i>Callibaetis apicatus</i> Navás, 1917 = <i>Callibaetis bruchius</i> Navás, 1920b = <i>Callibaetis zonatus</i> Navás, 1929	[RJ]	(Da-Silva 1991)

<p><i>Callibaetis jocosus</i> Navás, 1912</p> <p>=<i>Callibaetis strictogaster</i> Navás, 1915a</p> <p>=<i>Callibaetis jaffueli</i> Navás, 1918</p> <p>=<i>Callibaetis spgazzinus</i> Navás, 1920b</p> <p>=<i>Callibaetis rimatus</i> Navás, 1932</p>	[SP]	(Navás 1912)
<p><i>Callibaetis pollens</i> Needham & Murphy, 1924</p>	[MS]	(Needham & Murphy 1924)
<p><i>Callibaetis radiatus</i> Navás, 1920a</p> <p>=<i>Callibaetis venulosus</i> Navás, 1932</p>	[MG]	(Salles et al. 2003b)
<p><i>Callibaetis viviparus</i> Needham & Murphy, 1924</p>	[MS]	(Needham & Murphy 1924)
<p><i>Callibaetis willineri</i> Navás, 1932</p> <p>=<i>Callibaetis alegre</i> Traver, 1944</p>	[PR, RS]	(Traver 1944, Melo et al. 2002)
<p><i>Callibaetis zonalis</i> Navás, 1915b</p> <p>=<i>Callibaetis vitreus</i> Navás, 1915a</p> <p>=<i>Baetis opacus</i> Navás, 1915b</p> <p>=<i>Callibaetis sobrius</i> Navás, 1916</p> <p>=<i>Baetis virellus</i> Navás, 1915a</p> <p>=<i>Callibaetis apertus</i> Navás, 1917</p> <p>=<i>Callibaetis vitreus</i> Navás, 1919</p> <p>=<i>Callibaetis depressus</i> Navás, 1922</p> <p>=<i>Callibaetis amoenus</i> Navás, 1930a</p>	[SP]	(Navás 1916)
<p><i>Camelobaetidius</i> Demoulin, 1966</p>		

<i>Camelobaetidius anubis</i> (Traver & Edmunds, 1968) = <i>Dactylobaetis anubis</i> Traver & Edmunds, 1968	[PR, SC; SP, MG, RJ]	(Traver & Edmunds 1968, Salles et al. 2003c, aceito a)
<i>Camelobaetidius billi</i> Thomas & Dominique, 2000	[AM]	(Salles & Dias, aceito)
<i>Camelobaetidius janae</i> Dominique & Thomas, 2000	[MT]	(Salles et al. 2004b)
<i>Camelobaetidius mantis</i> Traver & Edmunds, 1968	[AM]	(Traver & Edmunds 1968)
<i>Camelobaetidius phaedrus</i> (Traver & Edmunds, 1968) = <i>Dactylobaetis phaedrus</i> Traver & Edmunds, 1968	[RS, SC]	(Traver & Edmunds 1968)
<i>Camelobaetidius serapis</i> (Traver & Edmunds, 1968) = <i>Dactylobaetis serapis</i> Traver & Edmunds, 1968	[SC]	(Traver & Edmunds 1968)
<i>Cloeodes</i> Traver, 1938		
<i>Cloeodes hydation</i> McCafferty & Lugo-Ortiz, 1995	[MG; MT]	(McCafferty & Lugo-Ortiz 1995, Salles et al. aceito a)
<i>Cloeodes irvingi</i> Waltz & McCafferty, 1987	[ES, MG, RJ, SP]	(Lugo-Ortiz et al. 2002, Salles et al. 2003c, aceito a)
<i>Cloeodes jaragua</i> Salles & Lugo-Ortiz, 2003a	[RJ]	(Salles & Lugo-Ortiz 2003b)
<i>Cloeodes auwe</i> Salles & Batista, 2004	[MT]	(Salles et al. 2004b)
<i>Cryptonympha</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998		
<i>Cryptonympha copiosa</i> Lugo-Ortiz &	[RS, SC; AC,	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1998)

McCafferty, 1998	AM, PA]	
<i>Cryptonympha dasilvai</i> Salles & Francischetti, 2004	[RJ, SP]	(Salles & Francischetti 2004)
<i>Harpagobaetis</i> Mol, 1986		
<i>Harpagobaetis gulosus</i> Mol, 1986	[GO, MT]	(Salles & Lugo-Ortiz 2002b, Salles et al. 2004b)
<i>Iguaira</i> Salles & Lugo-Ortiz, 2003b		
<i>Iguaira poranga</i> Salles & Lugo-Ortiz, 2003b	[MG]	(Salles & Lugo-Ortiz 2003a)
<i>Moribaetis</i> Waltz & McCafferty, 1985		
<i>Moribaetis comes</i> (Navás, 1912) = <i>Baetis comes</i> Navás, 1912	[SP]	(Navás 1912a)
<i>Paracloeodes</i> Day, 1955		
<i>Paracloeodes binodulus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996	[MT; PA]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1996b, Salles et al. 2004b)
<i>Paracloeodes eurybranchus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996	[RS; ES, RJ, MG, SP]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1996b, Lugo-Ortiz et al. 2002, Salles et al. 2003c, aceito a)
<i>Paracloeodes leptobranhus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996	[PR, SC, RS]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1996b)
<i>Rivudiva</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998		
<i>Rivudiva minantenna</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998	[RS, SC; RJ]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1998, Salles et al. aceito a)
<i>Rivudiva trichobasis</i> Lugo-Ortiz &	[RS]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1998)

McCafferty, 1998		
<i>Spiritiops</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998		
<i>Spiritiops silvudus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998	[MT; AM, PA]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1998, Salles et al. 2004b)
<i>Tomedontus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995		
<i>Tomedontus primus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995	[AM]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1995)
<i>Tupiara</i> Salles, Lugo-Ortiz, Da-Silva & Francischetti, 2003		
<i>Tupiara ibirapitanga</i> Salles, Lugo-Ortiz, Da-Silva & Francischetti, 2003	[AM; MG, RJ]	(Salles et al. 2003a)
<i>Waltzoyphius</i> McCafferty & Lugo-Ortiz, 1995		
<i>Waltzoyphius fasciatus</i> McCafferty & Lugo-Ortiz, 1995	[ES, MG, RJ, SP; MT; AM, PA]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1995, Lugo-Ortiz et al. 2002, Salles et al. 2003c, aceito a, b)
<i>Varipes</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998		
<i>Varipes helenae</i> Salles & Batista, 2004	[MT]	(Salles & Batista 2004)
<i>Zelus</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998		
<i>Zelus principalis</i> Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998	[ES, MG, RJ, SP; MT; AM, PA]	(Lugo-Ortiz & McCafferty 1998, Lugo-Ortiz et al. 2002, Salles et al. 2003c, aceito a, b)
FAMÍLIA CAENIDAE (3 gêneros, 15 espécies)		

<i>Brasilocaenis</i> Puthz, 1975		
<i>Brasilocaenis intermedia</i> Malzacher, 1986	[REGIÃO NORTE]	(Malzacher 1986)
<i>Brasilocaenis irmleri</i> Puthz, 1975	[MT; AM]	(Puthz 1975, Nolte et al. 1997)
<i>Brasilocaenis mendesi</i> Malzacher, 1998	[REGIÃO CENTRO-OESTE]	(Malzacher 1998)
<i>Brasilocaenis puthzi</i> Malzacher, 1986	[MT; AM]	(Malzacher 1986, Nolte et al. 1997)
<i>Brasilocaenis renata</i> Malzacher, 1986	[AM]	(Malzacher 1986)
<i>Brasilocaenis septentrionalis</i> Malzacher, 1990	[PA]	(Malzacher 1990)
<i>Caenis</i> Stephens, 1835		
<i>Caenis candelata</i> Malzacher, 1986	[AM]	(Malzacher 1986)
<i>Caenis cigana</i> Pereira & Da-Silva, 1990a	[RJ]	(Pereira & Da-Silva 1990a)
<i>Caenis cuniana</i> Froehlich, 1969	[RJ, SP]	(Froehlich 1969, Da-Silva 1993a)
<i>Caenis fittkaui</i> Malzacher, 1986	[PA]	(Malzacher 1986)
<i>Caenis pflugfelderi</i> Malzacher, 1990	[AM]	(Malzacher 1990)
<i>Caenis quatipuruica</i> Malzacher, 1986	[PA]	(Malzacher 1986)
<i>Caenis reissi</i> Malzacher, 1986	[PA]	(Malzacher 1986)
<i>Caenis sigillata</i> Malzacher, 1986	[REGIÃO NORTE]	(Malzacher 1986)
<i>Cercobrachys</i> Soldán, 1986		
<i>Cercobrachys columbianus</i> Soldán, 1986	[AM]	(Malzacher 1986)

FAMÍLIA CORYPHORIDAE (1 gênero, 1 espécie)		
<i>Coryphorus</i> Peters, 1981		
<i>Coryphorus aquilus</i> Peters, 1981	[AM, PA]	(Peters 1981)
FAMÍLIA EPHEMERIDAE (1 gênero, 1 espécie)		
<i>Hexagenia</i> Walsh, 1863		
<i>Hexagenia (Pseudeatonica) albivitta</i> (Walker, 1853) = <i>Baetis albivitta</i> Walker, 1853 = <i>Eatonica (Pseudeatonica) albivitta</i> (Walker, 1853) = <i>Palingenia continua</i> Walker, 1860 = <i>Palingenia dorsigera</i> Hagen, 1861 (<i>nomem nudum</i>) = <i>Hexagenia benedicta</i> Navás, 1922 = <i>Hexagenia dominans</i> Navás, 1936	[PR; SP; PA]	(Walker 1853, Navás 1922a, 1936b, McCafferty 1970)
FAMÍLIA EUTHYPLOCIDAE (2 gêneros, 4 espécies)		
<i>Campylocia</i> Needham & Murphy, 1924		

<i>Campylocia anceps</i> (Eaton, 1883) = <i>Euthyplocia anceps</i> Eaton, 1883 = <i>Euthyplocia burmeisteri</i> Hagen, 1888 = <i>Euthyplocia intercalata</i> Banks, 1918 = <i>Euthyplocia guntheri</i> Navás, 1920c = <i>Campylocia ampla</i> Needham & Murphy, 1924	[RS; ES, RJ, SP; AM, PA]	(Eaton 1883, Hagen 1888, Navás 1920c, Needham & Murphy 1924, Ulmer 1942)
<i>Campylocia bocainensis</i> Pereira & Da-Silva, 1990b	[SP]	(Pereira & Da-Silva 1990b)
<i>Campylocia dochmia</i> Berner & Thew, 1961	[MG]	(Berner & Thew 1961)
<i>Euthyplocia</i> Eaton, 1871		
<i>Euthyplocia hecuba</i> (Hagen, 1861) = <i>Palingenia hecuba</i> Hagen, 1861	[RS]	(Ulmer 1942)
FAMÍLIA LEPTOHYPHIDAE (6 gêneros, 18 espécies)		
<i>Allenhyphes</i> Hoffman & Sartori, 1999		
<i>Allenhyphes edmundsi</i> (Allen) 1973 = <i>Leptohyphes edmundsi</i> Allen, 1973	[PR, SC, RS]	(Allen 1973)
<i>Leptohyphes</i> Eaton, 1882		
<i>Leptohyphes cornutus</i> Allen, 1967	[SC; RJ; GO]	(Allen 1967, Molineri 2003)

<i>Leptohyphes mollipes</i> Needham & Murphy, 1924	[??]	(Needham & Murphy 1924)
<i>Leptohyphes peterseni</i> Ulmer, 1920	[SC]	(Ulmer 1920)
<i>Leptohyphes plaumanni</i> Allen, 1967 = <i>Leptohyphes pereirae</i> Da-Silva, 1993b	[SC; RJ]	(Allen 1967, Da-Silva 1993b)
<i>Leptohyphes populus</i> Allen, 1973	[AM]	(Allen 1973)
<i>Leptohyphodes</i> Ulmer, 1920		
<i>Leptohyphodes inanis</i> (Pictet, 1843) = <i>Potamanthus? inanis</i> Pictet, 1843	[??]	(Pictet 1843)
<i>Traverhyphes</i> Molineri, 2001		
<i>Traverhyphes pirai</i> Molineri, 2001	[RJ]	(Molineri 2001a)
<i>Tricorythodes</i> Ulmer, 1920		
<i>Tricorythodes arequita</i> Molineri, 2002	[RS]	(Molineri 2002)
<i>Tricorythodes australis</i> (Banks, 1913) = <i>Tricorythus australis</i> Banks, 1913 = <i>Leptohyphodes australis</i> (Banks, 1913)	[PR; MT; PA]	(Molineri 2002)

<i>Tricorythodes barbatus</i> Allen 1967 = <i>Tricorythodes (Tricorythodes)</i> <i>barbus</i> ; Allen & Murvosh 1987 = <i>Tricorhyphes barbatus</i> ; Wiersema & McCafferty 2000	[SC]	(Allen 1967)
<i>Tricorythodes bullus</i> Allen, 1967 = <i>Tricorythodes (Tricorythodes)</i> <i>bullus</i> ; Allen & Murvosh 1987 = <i>Epiphrades bullus</i> ; Wiersema & McCafferty 2000	[SC]	(Allen 1967)
<i>Tricorythodes cristatus</i> Allen, 1967 = <i>Tricorythodes (Tricorythodes)</i> <i>cristatus</i> ; Allen & Murvosh 1987 = <i>Epiphrades cristatus</i> ; Wiersema & McCafferty 2000	[REGIÃO SUDESTE]	(Allen 1967)
<i>Tricorythopsis</i> Traver, 1958		
<i>Tricorythopsis artigas</i> Traver, 1958 = <i>Leptohyphes tinctus</i> Allen, 1973 = <i>Tricorythopsis fictilis</i> Molineri, 1999 = <i>Allenhyphes tinctus</i> ; Wiersema & McCafferty 2000	[RS]	(Allen 1973)
<i>Tricorythopsis gibbus</i> (Allen, 1967) = <i>Leptohyphes gibbus</i> Allen, 1967	[SC]	(Allen 1967)

<i>Tricorythopsis minimus</i> (Allen, 1973) = <i>Leptohyphes minimus</i> Allen, 1973 = <i>Leptohyphes viriosus</i> Allen, 1973 = <i>Allenhyphes minimus</i> ; Wiersema & McCafferty 2000 = <i>Allenhyphes viriosus</i> ; Wiersema & McCafferty 2000	[RS]	(Allen 1973)
<i>Tricorythopsis sigillatus</i> Molineri, 1999	[RJ]	(Molineri 1999)
<i>Tricorythopsis undulatus</i> (Allen, 1967) = <i>Leptohyphes undulatus</i> Allen, 1967 = <i>Tricorythopsis petersorum</i> Molineri, 1999	[PR]	(Allen 1967)
FAMÍLIA LEPTOPHLEBIIDAE (20 gêneros, 44 espécies)		
<i>Askola</i> Peters, 1969		
<i>Askola froehlichii</i> Peters, 1969	[SP, PR, SC; MG, RJ]	(Peters 1969, Da-Silva 1997, 2002b)
<i>Farrodes</i> Peters, 1971		
<i>Farrodes carioca</i> Domínguez, Molineri & Peters, 1996	[RJ]	(Domínguez, Molineri & Peters 1996, Da-Silva 2002a, c)
<i>Farrodes ochraceous</i> Domínguez, Molineri & Peters, 1996	[AM]	(Domínguez, Molineri & Peters 1996)

<i>Farrodes xingu</i> Domínguez, Molineri & Peters, 1996	[PA]	(Domínguez, Molineri & Peters 1996)
<i>Fittkaulus</i> Savage & Peters, 1978		
<i>Fittkaulus cuiabae</i> Savage, 1986	[MT]	(Savage 1986)
<i>Fittkaulus cururuensis</i> Savage, 1986	[PA]	(Savage 1986)
<i>Fittkaulus maculatus</i> Savage & Peters, 1978	[BA; PA]	(Savage & Peters 1978, Da-Silva 1992)
<i>Hagenulopsis</i> Ulmer, 1920		
<i>Hagenulopsis diptera</i> Ulmer, 1920	[SC]	(Ulmer 1920)
<i>Hermanella</i> Needham & Murphy, 1924		
<i>Hermanella (Guayakia) froehlichii</i> Ferreira & Domínguez, 1992	[SP]	(Ferreira & Domínguez 1992)
<i>Hermanella (Guayakia) grandis</i> Domínguez & Flowers, 1989	[PR, SC]	(Domínguez & Flowers 1989)
<i>Hermanella (Guayakia)</i> <i>maculipennis</i> (Ulmer, 1920) = <i>Thraulius maculipennis</i> Ulmer, 1920 = <i>Traverella maculipennis</i> (Ulmer, 1920)	[PR, SC]	(Ulmer 1920)
<i>Hermanella (Hermanella) guttata</i> Domínguez & Flowers, 1989	[PR]	(Domínguez & Flowers 1989)
<i>Hermanellopsis</i> Demoulin, 1955		
<i>Hermanellopsis arsia</i> Savage & Peters, 1983	[AM]	(Savage & Peters 1983)

<i>Hylister</i> Domínguez & Flowers, 1989		
<i>Hylister plaumanni</i> Domínguez & Flowers, 1989	[PR, SC; MG, RJ]	(Domínguez & Flowers 1989, Da-Silva 1997)
<i>Leentvaaria</i> Demoulin, 1966		
<i>Leentvaaria palpalis</i> Demoulin, 1966	[AM, RO, RR]	(Lopes 1999)
<i>Massartella</i> Lestage, 1930		
<i>Massartella alegrettae</i> Ulmer, 1943	[RS; RJ]	(Ulmer 1943, Pescador & Peters 1990, Da-Silva 2002)
<i>Massartella brieni</i> (Lestage, 1924) = <i>Atalophlebia brieni</i> Lestage, 1924 = <i>Atalophlebia axillata</i> Navás, 1934 = <i>Massartella fruhstorferri</i> Ulmer, 1943	[PR, RS; MG, RJ, SP]	(Lestage 1924, Demoulin 1955, Pescador & Peters 1990, Da-Silva & Pereira 1993, Da-Silva 2002)
<i>Microphlebia</i> Savage & Peters, 1983		
<i>Microphlebia pallida</i> Savage & Peters, 1983	[AM]	(Savage & Peters 1983)
<i>Miroculis</i> Edmunds, 1963		
<i>Miroculis (Atroari) amazonicus</i> Savage & Peters, 1983	[AM]	(Savage & Peters 1983)
<i>Miroculis (Atroari) duckensis</i> Savage & Peters, 1983	[AM]	(Savage & Peters 1983)

<i>Miroculis (Miroculis) brasiliaensis</i> Savage & Peters, 1983	[DF]	(Savage & Peters 1983)
<i>Miroculis (Miroculis) fittkaui</i> Savage & Peters, 1983	[PA]	(Savage & Peters 1983)
<i>Miroculis (Miroculis) marauiaie</i> Savage & Peters, 1983	[AM]	(Savage & Peters 1983)
<i>Miroculis (Ommaethus) froehlichii</i> Savage & Peters, 1983	[RJ, SP]	(Savage & Peters 1983, Da-Silva 1997)
<i>Miroculis (Ommaethus) mourei</i> Savage & Peters, 1983	[PR]	(Savage & Peters 1983)
<i>Miroculis (Yaruma) wandae</i> Savage & Peters, 1983	[AM]	(Savage & Peters 1983)
<i>Needhamella</i> Domínguez & Flowers, 1989		
<i>Needhamella ehrhardti</i> (Ulmer, 1920) = <i>Thraulius ehrhardti</i> Ulmer, 1920 = <i>Traverella ehrhardti</i> (Ulmer, 1920) = <i>Hermanella</i> sp.; Edmunds, Jensen & Berner, 1976	[PR, RS, SC; RJ; GO]	(Ulmer 1920, Domínguez & Flowers 1989, Da-Silva 1997)
<i>Paramaka</i> Savage & Dominguez, 1992		
<i>Paramaka convexa</i> (Spieth, 1943) = <i>Thraulius convexus</i> Spieth, 1943 = <i>Homothraulius convexus</i> ; Traver 1960 = <i>Hermanella</i> sp.2 Demoulin, 1966	[PA]	(Savage & Domínguez 1992)
<i>Perissophlebiodes</i> Savage, 1983		

<i>Perissophlebiodes flinti</i> (Savage, 1982) = <i>Perissophlebia flinti</i> Savage, 1982	[RJ]	(Savage 1982)
<i>Simothraulopsis</i> Demoulin, 1966		
<i>Simothraulopsis demerara</i> (Traver, 1947) = <i>Thraululus demerara</i> Traver, 1947 = <i>Simothraulopsis surinamensis</i> Demoulin, 1966	[AM, PA, RO]	(Domínguez et al. 1997, Lopes 1999)
<i>Thraulodes</i> Ulmer, 1920		
<i>Thraulodes daidaleus</i> Thew, 1960 = <i>Thraulodes bomplandi</i> ; Traver 1959	[SC]	(Thew 1960)
<i>Thraulodes itatiajanus</i> Traver & Edmunds, 1967	[RJ]	(Traver & Edmunds 1967, Da-Silva 2003)
<i>Thraulodes limbatus</i> Navás, 1936	[SC]	(Navás 1936b)
<i>Thraulodes schlingeri</i> Traver & Edmunds, 1967	[SP]	(Lopes et al. 2003a)
<i>Thraulodes subfasciatus</i> Navás, 1924	[RJ]	(Navás 1924)
<i>Thraulodes traverae</i> Thew, 1960	[SC]	(Thew 1960)
<i>Thraulodes ulmeri</i> Edmunds, 1950	[SC]	(Edmunds 1950)
<i>Traverella</i> Edmunds, 1948		

<i>Traverella bradleyi</i> (Needham & Murphy, 1924) = <i>Thraulius bradleyi</i> Needham & Murphy, 1924	[REGIÃO CENTRO-OESTE]	(Needham & Murphy 1924)
<i>Ulmeritoides</i> Traver, 1959		
<i>Ulmeritoides misionensis</i> Domínguez, 1995	[RO]	(Lopes 1999, Da-Silva & Lopes 2002)
<i>Ulmeritoides patagiatus</i> (Thew, 1960) = <i>Ulmeritus patagiatus</i> Thew, 1960	[SC]	(Thew 1960)
<i>Ulmeritoides oepa</i> Lopes, Da-Silva & Py-Daniel, 2003	[RO]	(Lopes et al. 2003b)
<i>Ulmeritoides uruguayensis</i> (Traver, 1959) = <i>Ulmeritus (Ulmeritoides) uruguayensis</i> Traver, 1959 = <i>Ulmeritus uruguayensis</i> (Traver, 1959) = <i>Ulmeritus adustus</i> Thew, 1960 = <i>Ulmeritus (Ulmeritoides) adustus</i> Thew, 1960	[SC]	(Thew 1960)
<i>Ulmeritus</i> Traver, 1956		
<i>Ulmeritus balteatus</i> Thew, 1960 = <i>Ulmeritus</i> sp. Traver, 1956 = <i>Ulmeritus (Ulmeritus) balteatus</i> (Thew, 1960)	[SC]	(Thew 1960)

<i>Ulmeritus saopaulensis</i> (Traver, 1946) = <i>Atalophlebioides sao-paulense</i> Traver, 1946 = <i>Ulmeritus (Ulmeritus) saopaulensis</i> (Traver, 1946)	[MG, SP]	(Traver 1946, Da-Silva & Pereira 1992)
FAMÍLIA MELANEMERELLIDAE (1 gênero, 1 espécie)		
<i>Melanemerella</i> Ulmer, 1920		
<i>Melanemerella brasiliana</i> Ulmer, 1920	[ES, SP]	(Ulmer 1920, Molineri & Domínguez 2003)
FAMÍLIA OLIGONEURIIDAE (6 gêneros, 8 espécies)		
<i>Fittkauneria</i> Pescador & Edmunds, 1994		
<i>Fittkauneria adusta</i> Pescador & Edmunds, 1994	[AM]	(Pescador & Edmunds 1994)
<i>Homoeoneuria</i> Eaton, 1881		
<i>Homoeoneuria (Notochora) fittkai</i> Pescador & Peters, 1980	[AM, BA]	(Pescador & Peters 1980, Da-Silva 1992)
<i>Lachlania</i> Hagen, 1868		
<i>Lachlania boanovae</i> Da-Silva & Pereira, 1993	[RJ]	(Da-Silva & Pereira 1993)
<i>Lachlania santosi</i> Pereira, 1987	[RJ]	(Pereira 1987)
<i>Oligoneuria</i> Pictet, 1843		
<i>Oligoneuria anomala</i> Pictet, 1843	[??]	(Pictet 1843)

<i>Oligoneurioides</i> Demoulin, 1955		
<i>Oligoneurioides amazonicus</i> Demoulin, 1955	[AM]	(Demoulin 1955)
<i>Spaniophlebia</i> Eaton, 1881		
<i>Spaniophlebia assimilis</i> Banks, 1913	[REGIÃO NORTE]	(Banks 1913)
<i>Spaniophlebia trailae</i> Eaton, 1881	[AM]	(Eaton 1881)
FAMÍLIA POLYMITARCYIDAE (3 gêneros, 26 espécies)		
<i>Asthenopus</i> Eaton, 1871		
<i>Asthenopus curtus</i> (Hagen, 1861) = <i>Palingenia curta</i> Hagen, 1861 = <i>Campsurus curtus</i> (Hagen, 1861) = <i>Campsurus amazonicus</i> Hagen, 1888 = <i>Asthenopus amazonicus</i> (Hagen, 1888)	[AM, PA]	(Hagen 1861, Demoulin 1955)
<i>Asthenopus picteti</i> (Hubbard, 1975) = <i>Palingenia albicans</i> Pictet, 1843 = <i>Campsurus albicans</i> (Pictet, 1843) = <i>Asthenopus albicans</i> (Pictet, 1843) = <i>Asthenopodes albicans</i> (Pictet, 1843)	[??]	(Pictet 1843)

<i>Campsurus</i> Eaton, 1868		
<i>Campsurus albicans</i> (Percheron in Guerin & Percheron, 1838) = <i>Ephemera albicans</i> Percheron, 1838 = <i>Palingenia albicans</i> (Percheron, 1838)	[??]	(Guerin & Percheron 1838)
<i>Campsurus albifilum</i> (Walker, 1853) = <i>Palingenia albifilum</i> Walker, 1853	[RJ; PA]	(Walker 1853, Lestage 1923)
<i>Campsurus assimilis</i> Traver, 1944	[RS]	(Traver 1944)
<i>Campsurus brasiliensis</i> Traver, 1944	[RS]	(Traver 1944)
<i>Campsurus burmeisteri</i> Ulmer, 1942	[??]	(Ulmer 1921)
<i>Campsurus claudus</i> Needham & Murphy, 1924	[MG]	(Needham & Murphy 1924)
<i>Campsurus corumbanus</i> Needham & Murphy, 1924	[MS; MG]	(Needham & Murphy 1924)
<i>Campsurus dorsalis</i> (Burmeister, 1839) = <i>Palingenia dorsalis</i> Burmeister, 1839 = <i>Asthenopus dorsalis</i> (Burmeister, 1839)	[RJ, SP; REGIÃO NORTE]	(Banks 1913, Navás 1920c, Lestage 1923)
<i>Campsurus duplicatus</i> Spieth, 1943	[AM]	(Spieth 1943)
<i>Campsurus evanidus</i> Needham &	[MG]	(Needham & Murphy 1924)

Murphy, 1924		
<i>Campsurus indivisus</i> Ulmer, 1942	[??]	(Ulmer 1942)
<i>Campsurus latipennis</i> (Walker, 1853) = <i>Palingenia latipennis</i> Walker, 1853	[PA, REGIÃO NORTE]	(Walker 1853, Banks 1913)
<i>Campsurus longicauda</i> Navás, 1931	[SP]	(Navás 1931)
<i>Campsurus lucidus</i> Needham & Murphy, 1924	[SC]	(Ulmer 1942)
<i>Campsurus melanocephalus</i> Pereira & Da-Silva, 1991	[RJ]	(Pereira & Da-Silva 1991)
<i>Campsurus mutilus</i> Needham & Murphy, 1924	[AM]	(Needham & Murphy 1924)
<i>Campsurus notatus</i> Needham & Murphy, 1924	[MS; PA]	(Needham & Murphy 1924, Demoulin 1955)
<i>Campsurus quadridentatus</i> Eaton, 1871	[PA]	(Eaton 1871)
<i>Campsurus segnis</i> Needham & Murphy, 1924	[PA]	(Needham & Murphy 1924)
<i>Campsurus striatus</i> Needham & Murphy, 1924	[MS]	(Needham & Murphy 1924)
<i>Campsurus truncatus</i> Ulmer, 1920	[ES]	(Ulmer 1920)
<i>Campsurus ulmeri</i> Traver, 1950	[SC]	(Traver 1950)
<i>Campsurus zikani</i> Navás, 1934	[RJ]	(Navás 1934)
<i>Tortopus</i> Needham & Murphy, 1924		
<i>Tortopus harrisi</i> Traver, 1950	[MS]	(Traver 1950)

INCERTAE SEDIS		
FAMÍLIA LEPTOPHLEBIIDAE		
<i>Deleatidium</i> Eaton, 1899		
<i>Deleatidium vittatum</i> Thew, 1960	[SC]	(Thew 1960)
FAMÍLIA PALINGENIIDAE		
<i>Palingenia</i> Burmeister, 1839		
<i>Palingenia atrostoma</i> (Weber, 1801) NOMEN DUBIUM = <i>Ephemera atrostoma</i> Weber, 1801 = <i>Hexagenia atrostoma</i> (Weber, 1801)		
FAMÍLIA POLYMITARCYIDAE		
<i>Ephoron</i> Williamson, 1802		
<i>Ephoron umbratum</i> (Hagen, 1888) NOMEN DUBIUM = <i>Palingenia umbrata</i> Hagen, 1888 (<i>nomen nudum</i>) = <i>Polymitarcys umbrata</i> (Hagen, 1888)		

Tabela 2. Número de espécies de Ephemeroptera registrado para os estados brasileiros. PR, Paraná; RS, Rio Grande do Sul; SC, Santa Catarina. ES, Espírito Santo; MG, Minas Gerais; RJ, Rio de Janeiro; SP, São Paulo. DF, Distrito Federal; GO, Goiás; MS, Mato Grosso do Sul; MT, Mato Grosso. BA, Bahia. AC, Acre; AM, Amazonas; PA, Pará; RO, Rondônia; RR, Roraima. * indica que uma espécie está registrada para uma região, mas o estado no qual foi encontrada é desconhecido.

FAMÍLIA	REGIÃO SUL			REGIÃO SUDESTE					REGIÃO CENTRO-OESTE					REGIÃO NORDESTE	REGIÃO NORTE					
	PR	RS	SC	ES	MG	RJ	SP	*	DF	GO	MS	MT	*	BA	AC	AM	PA	RO	RR	*
Baetidae	8	11	11	5	14	18	13	0	0	1	2	13	0	0	2	10	7	0	0	0
Caenidae	0	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	2	2	0	0	6	4	0	0	1
Coryphoridae	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
Ephemeridae	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Euthyplociidae	0	2	0	1	1	1	2	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0
Leptohyphidae	3	4	7	0	0	4	0	1	0	1	0	1	0	0	0	1	1	0	0	0
Leptophlebiidae	9	3	14	0	4	10	6	0	1	1	0	1	1	1	0	9	6	3	2	0
Melanemerellidae	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Oligoneuriidae	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	1	0	4	0	0	0	1
Polymitarcyidae	0	2	2	1	3	5	2	0	0	0	4	0	0	0	0	3	6	0	0	1
N total de spp/estado	21	22	34	8	22	42	26	1	1	3	6	17	3	2	2	35	27	3	2	3

ASPECTS OF ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI IN AN ATLANTIC FOREST CHRONOSEQUENCE PARQUE ESTADUAL TURÍSTICO DO ALTO RIBEIRA (PETAR), SP.

Marcos P.M. Aidar^{1,2}, Rosilaine Carrenho³, Carlos A. Joly⁴

Biota Neotropica v4 (n2) – <http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN02504022004>

Date Received: 12/14/2003

Revised: 06/30/2004

Accepted: 07/01/2004

¹Seção de Fisiologia e Bioquímica de Plantas, Instituto de Botânica, PB 4005, SP, 01061-970, São Paulo, Brasil
www.fisiologiavegetal.bio.br; ² Corresponding author: maidar@uol.com.br

³Departamento de Biologia, Universidade Estadual de Maringá, Paraná, Brasil www.uem.br

⁴Departamento de Botânica, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, SP, Brasil www.unicamp.br

Abstract

Mycorrhizal colonization was assessed in roots of trees within an Atlantic Forest chronosequence, located in the southeastern of São Paulo State, Brazil, inside Tourist State Park of the High Ribeira Valley (PETAR). The phytosociological survey was carried out in three adjacent areas, all on calcareous soil, which correspond to different time intervals during which they have been left abandoned following a slash-and-burn agricultural perturbation. Early Phase (EP) with 15 years; Mid Phase (MP) with 25 years; and Late Phase (LP) with more than 36 years without clear-cut. The inventory indicated a continuum of tree species substitution, which is dominated by species of Leguminosae, especially *Piptadenia gonoacantha* (Mart.) J.F. Macbr. (Mimosoideae) in the earlier successional phases. Mycorrhizal colonization, estimated by the occurrence of the mycorrhizal structures in the tree species roots, diminished during the season with less rain (winter), and showed no significant differences between successional phases in the wet season (summer). Rather, the mycorrhizal colonization was correlated with occurrence of the tree's successional status: being positively correlated with occurrence of pioneer species, and negatively correlated with late secondary species. Mycorrhizal colonization was also correlated negatively with soil organic matter and base saturation. Twenty five species of arbuscular mycorrhizal fungi belonging to four genera were identified. Six species were only identified to generic level. The species *Glomus etunicatum* Becker & Gerd. represented 10% of the total number of spores and occurred in all phases and seasons, while the genus *Glomus* represented 57% of the total of spores found in the rhizosphere. The diversity indices evaluated for the mycorrhiza community were: $H' = 2.3$, $J' = 0.97$ and $R = 4.12$. These results are a contribution to the knowledge of The Atlantic Forest biodiversity and may have implications to support programs regarding rehabilitation of degraded vegetation in one of the World's most threatened Biomes.

Key words: secondary succession, Atlantic Forest, tropical calcareous soil, arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), *Piptadenia gonoacantha*.

Resumo

Foi levantada a ocorrência de colonização por micorriza nas raízes das espécies arbóreas que dirigem a sucessão secundária sobre solo calcário em uma área localizada no Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), sudeste do Estado de São Paulo, Brasil. O levantamento fitossociológico foi realizado em três áreas justapostas correspondentes a diferentes idades de abandono após cultivo de subsistência sobre um solo calcário: Fase Inicial com 15 anos; Fase Intermediária com 25 anos e Fase Tardia com mais de 36 anos sem corte raso. O inventário indicou a predominância de espécies da família das leguminosas, especialmente *Piptadenia gonoacantha* (Mimosoideae) nos estágios iniciais de sucessão. A ocorrência de colonização por micorriza nas raízes das espécies arbóreas decresceu ao longo da sucessão durante a estação com menos chuva (inverno). Durante o período de verão, estação mais úmida, a colonização não apresentou diferenças significativas entre as fases de sucessão. A colonização por micorriza nas raízes apresentou correlação com a ocorrência de diferentes estratégias de regeneração entre as espécies arbóreas: positivamente com o aumento de ocorrência de espécies pioneiras e negativamente com espécies secundárias tardias. A colonização apresentou também correlação negativa com o conteúdo de matéria orgânica e saturação de bases no solo. Foram identificadas 25 espécies de fungos micorrizicos arbusculares pertencentes a quatro gêneros, e seis espécies apenas foram identificadas ao nível de gênero. A espécie *Glomus etunicatum* Becker & Gerd. representou 10 % dos esporos encontrados na rizosfera das amostras analisadas, tendo ocorrido em todas as fases sucessionais e estações. O gênero *Glomus* representou 57% do total de esporos. Os índices de diversidade para a comunidade de fungos micorrizicos indicaram os seguintes valores: $H' = 2.3$, $J' = 0.97$ e $R = 4.12$. Estes resultados são importantes contribuições para um melhor conhecimento da biodiversidade da Mata Atlântica e podem ser decisivos no sucesso de ações para a reabilitação de áreas degradadas neste que é um dos biomas mais ameaçados do planeta.

Palavras-chave: sucessão secundária, Mata Atlântica, solo calcário tropical, fungo micorrizico arbuscular (FMA), *Piptadenia gonoacantha*.

1. INTRODUCTION

The Brazilian Atlantic Forest is considered one of the three most threatened ecosystems on Earth, and is also a biodiversity hot spot (Myers *et al.* 2000). The state of São Paulo, SE Brazil, had more than 82% of its area covered by forest, but today the remnants account for only 7% of this original distribution (SOS Mata Atlântica 1998). In the Dense Ombrophylous Forest (IBGE, 1992) from southern and south-eastern Brazil, the most common angiosperm families in terms of number of species, including both low and high altitudes, (*i.e.* below and above 700m high, respectively) are: Myrtaceae, Leguminosae, Rubiaceae, Melastomataceae, Lauraceae, Sapotaceae, Euphorbiaceae, Moraceae and Annonaceae (Oliveira Filho & Fontes 2000).

Mycorrhiza are defined by Allen (1991) as a mutualistic symbiosis between plant and fungus localized in a root or root-like structure, in which energy moves primarily from plant to fungus and inorganic resources move from fungus to plant. At least seven different types of mycorrhizal associations have been recognized, involving different groups of fungi and host plants and distinct root morphology patterns. Arbuscular mycorrhiza (AM) are associations where Zygomycete fungi in the Glomales produce arbuscules, hyphae and vesicles within roots. Spores are formed in soil or roots. These associations are defined by the presence of arbuscules (Sylvia *et al.* 1998). Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) are frequently found in association with native species in natural and agricultural ecosystems (Jakobsen 1994). The occurrence of AMF favours the establishment, survival and growth of host and non-host plants due to enhancement of water and mineral nutrients absorption, especially P, N, Zn and Cu (Evans & Miller 1990, Marschner & Dell 1994, Clark & Zeto 2000). They also contribute to a more efficient mineral cycling, soil stabilization and also provide an important nutrient conserving mechanism (Redhead 1980, Janos 1984). AMF is of great interest to forest ecology because of the potential influence on ecosystem process and the role in determining plant diversity in natural communities (Francis & Read, 1994, Sanders *et al.* 1996, Heijden *et al.* 1998). Mycorrhizal fungi are crucial to the success of rehabilitation and re-vegetation programs of degraded land (Janos 1995, Schmidt *et al.* 1999, Wali 1999). In spite of the fact that there is little information of AMF in natural ecosystems, a typical estimate of diversity on the basis of spore counts ranges between 5 – 20 different species in a community (Sanders *et al.* 1996).

In the Mata Atlântica (including Ombrophylous, Seasonal and Mixed forests; Joly *et al.* 1999; Oliveira Filho & Fontes 2000), where the soil is normally sandy, acidic and very poor, information about mycorrhiza occurrence and diversity are limited (Bononi & Trufem 1983, Trufem 1990, Trufem & Viriato 1990, Siqueira *et al.* 1998, Zangaro *et al.* 2000, Santos 2001). The low soil fertility and limited P avail-

ability favour the symbiotic association because the AM fungi may increase the P supply for plants (Clark & Zeto 2000). Janos (1980a) found that the mycorrhizal association enhanced the growth of 23 species from a tropical forest in Costa Rica. Janos (1980a,b, 1995) suggested that the dependence on mycorrhizal association is higher in late successional species in the tropical forests of Costa Rica, and that early successional species are non-mycotrophic or facultatively mycotrophic (mycotrophy – dependency on the symbiosis for optimal growth; mycotrophic species are dependent upon symbiosis). On the other hand, Siqueira *et al.* (1998) reported that pioneer species from southeast Brazil showed high susceptibility to infection and colonization of AM fungi. Zangaro *et al.* (2000) showed that mycorrhizal dependence is higher in early successional species, and much lower in late successional species from south Brazil.

The main objectives of this study were to characterize the colonization and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in the rhizosphere of tree species that occur in an Atlantic forest chronosequence on a eutrophic soil with low P content, and near neutral pH, in the southeast of São Paulo State, Brazil. This study is a contribution to the knowledge about Atlantic Forest biodiversity and regeneration, and to the development of a forest recovery model to support rehabilitation and management actions.

2. MATERIAL AND METHODS

2.1 Study Site - The study area is located in São Paulo State, southeastern of Brazil, at the Ribeira de Iguape watershed, inside of Tourist State Park of the High Ribeira – Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira-PETAR, (24°31'43" S and 48°41'09" W), approximately 350 km southwest from São Paulo City. Regional climate is tropical hyper humid without a dry season with mean annual precipitation around 1.800 mm, well distributed through the year (34% in the summer and 17% in the winter) and mean annual temperature between 17 – 19°C (Gutjahr 1993). The study site is located at 500-600 m above sea level on a calcareous substrate (figure 1), classified as Cambisols associated with Chernozems (Camargo *et al.* 1986, FAO-ISRIC-ISSS 1998). The soil at the study area is characterized as eutrophic with low P content and near neutral pH. A more detailed description of the study area is presented in Aidar *et al.* (2001).

2.2 Forest survey and tree species characterization - The phytosociological survey was carried out in three adjacent areas which present different time intervals following abandoning of slash-and-burn agriculture: Early Phase (EP) with 15 years; Mid Phase (MP) with 25 years; and Late Phase (LP) with more than 36 years without clear-cut (Figure 2). The detailed phytosociological inventory is presented

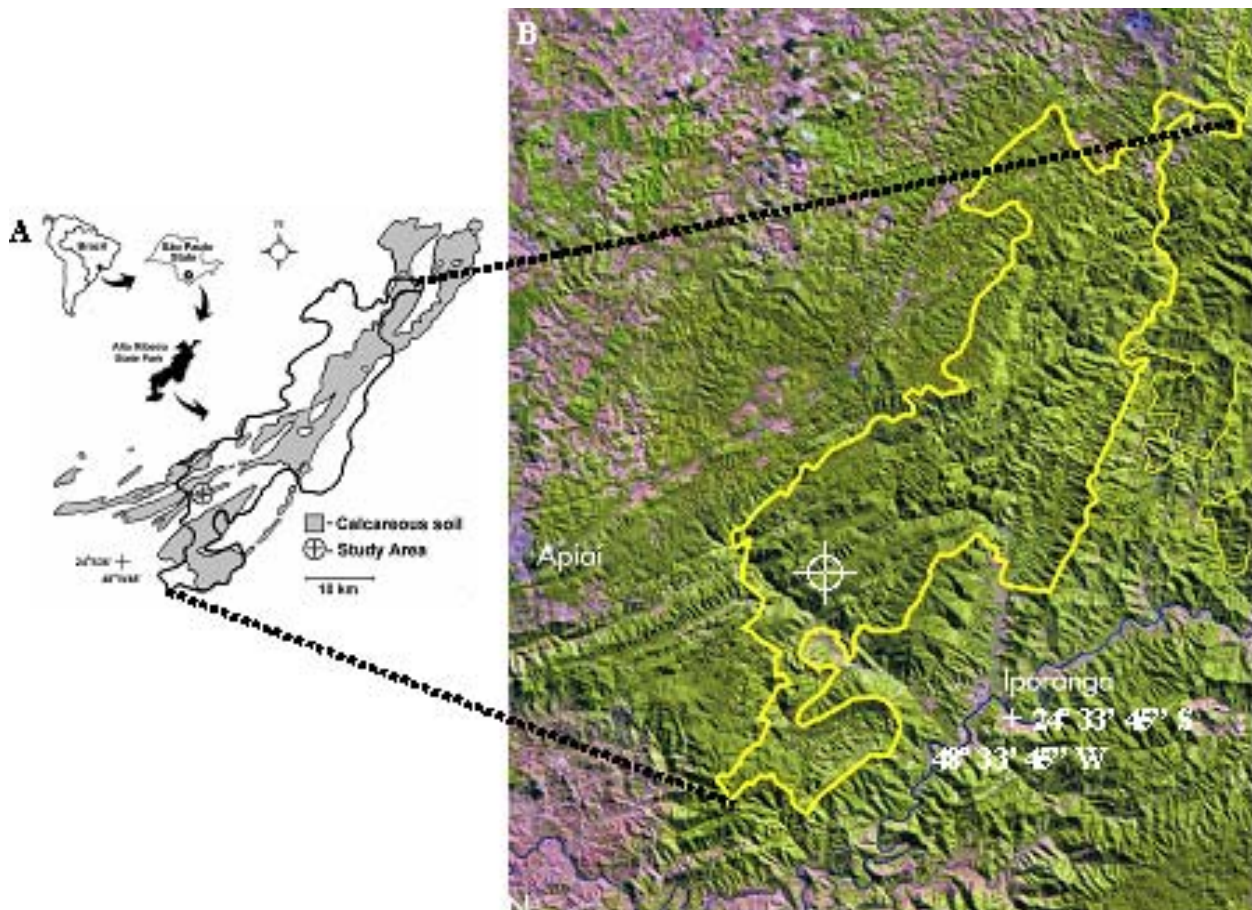


Figure 1. A. Study site localization (circle) and occurrence of the calcareous soil; B. Satellite image of PETAR - Tourist State Park of the High Ribeira Valley (border in yellow) showing the Mountains of the Serra de Paranapiacaba, Ribeira River (in blue) and the cities of Iporanga and Apiaí; study site indicated by a circle.

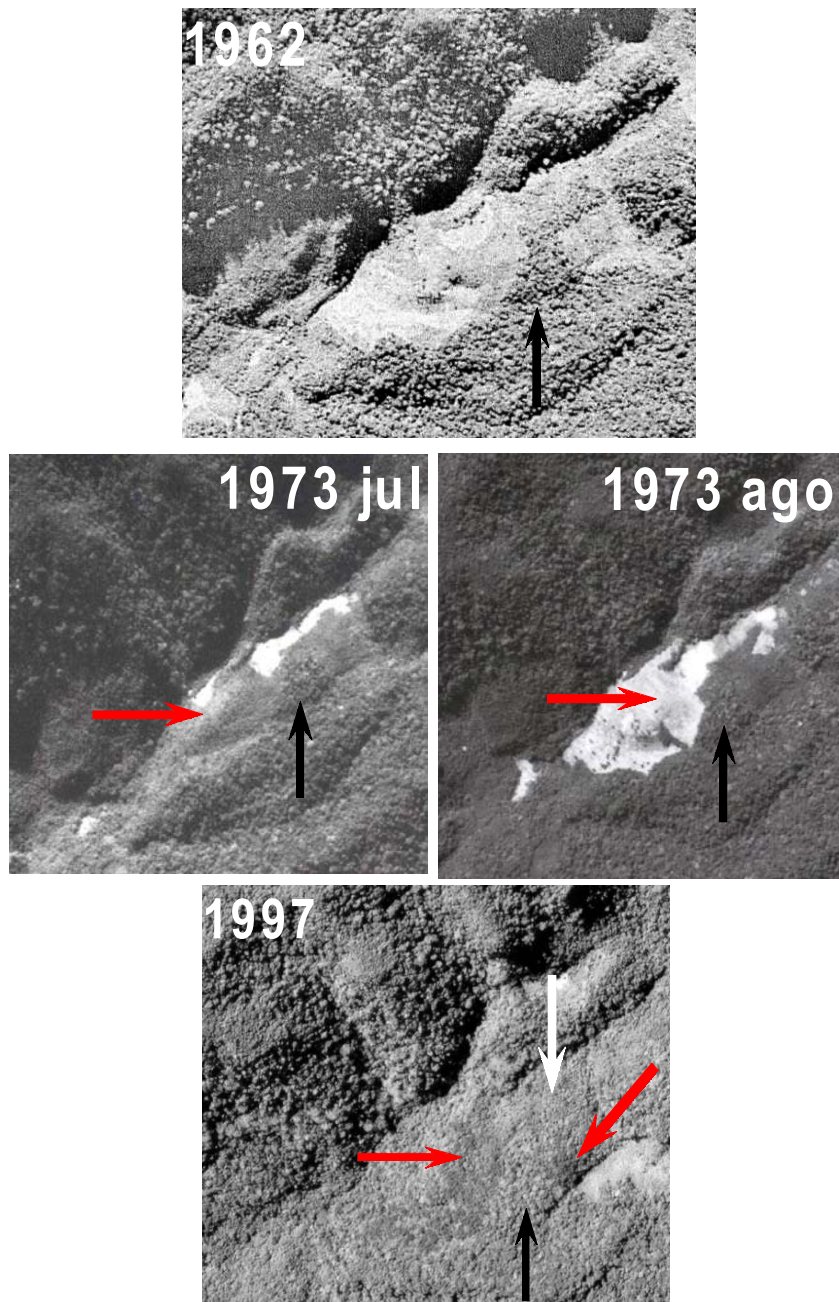


Figure 2. Historical series of aerial photographs showing the evolution of the vegetation coverage in the study area: 1962 - Aerial photo showing a forested area (original scale 1:25.000), which remains uncut (black arrow) throughout the time comprehended by our study; 1973 - Aerial photos from two different periods in 1973 (July and August, respectively; original scale 1:25.000) showing a forest fragment cut (red arrow) and the uncut fragment (black arrow). 1997 - Aerial photo showing the successional phases inventoried (original scale 1:35.000): white arrow - phase I (15 years after abandonment); red arrows indicate regeneration areas dominated by *Piptadenia gonoacantha*, phase II (25 years); black arrow - phase III (36+ years). (Adapted from Aidar et al. 2001).

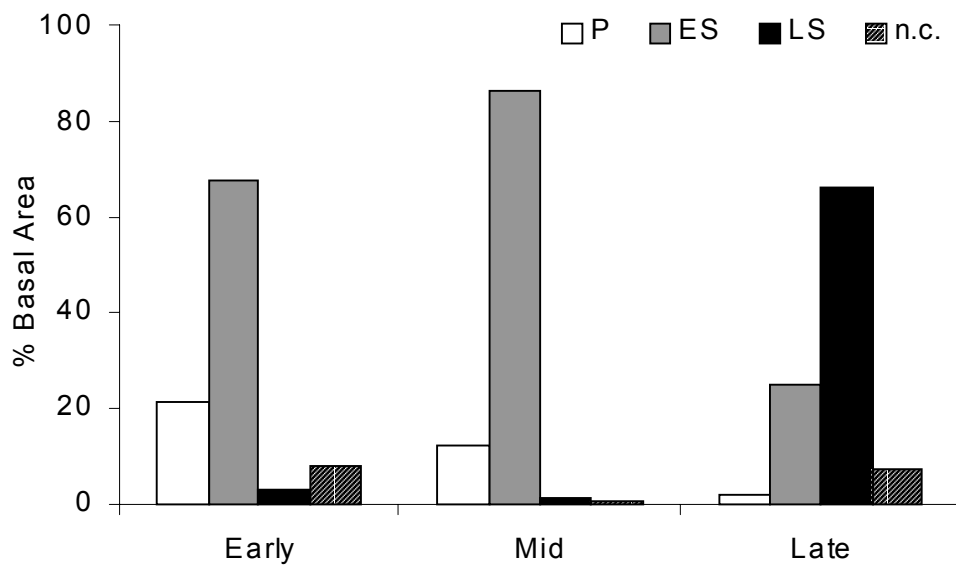


Figure 3. Distribution of relative basal area of the regeneration strategies guilds (sum of relative basal area of all species in each guild) in the successional phases of an Atlantic Forest chronosequence: Early – early successional phase (15 years after abandonment of crop field); Mid – mid successional phase (25 years); and Late – late successional phase (36+ years); P – pioneer species; ES – early secondary species; LS – late secondary species; and n.c. – species not classified.

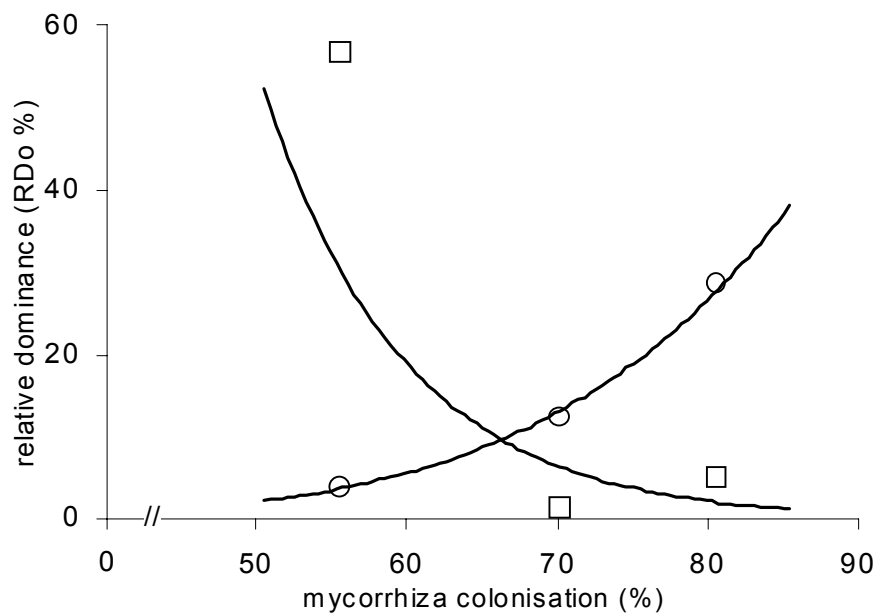


Figure 4. Correlation between mycorrhiza colonisation (%) and regeneration strategies occurrence (relative dominance RDo %) in an Atlantic Forest chronosequence; Pioneer species – open circle; exponential pattern, $r = 0.999$, $p < 0.01$; Late secondary species – open square; exponential pattern, $r = -0.993$, $p < 0.05$.

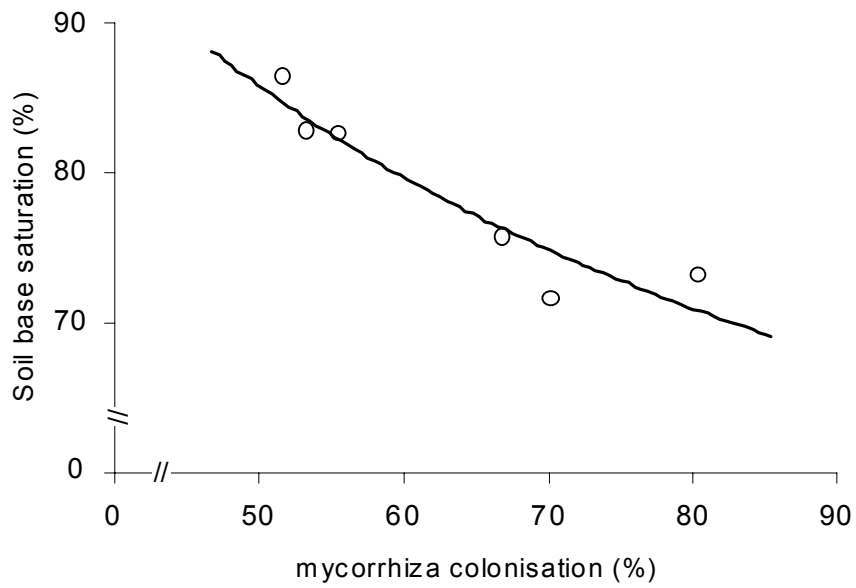


Figure 5. Correlation between mycorrhiza colonization (%) and soil base saturation (%) in an Atlantic Forest chronosequence; power pattern, $r = -0.967$, $p < 0.05$.

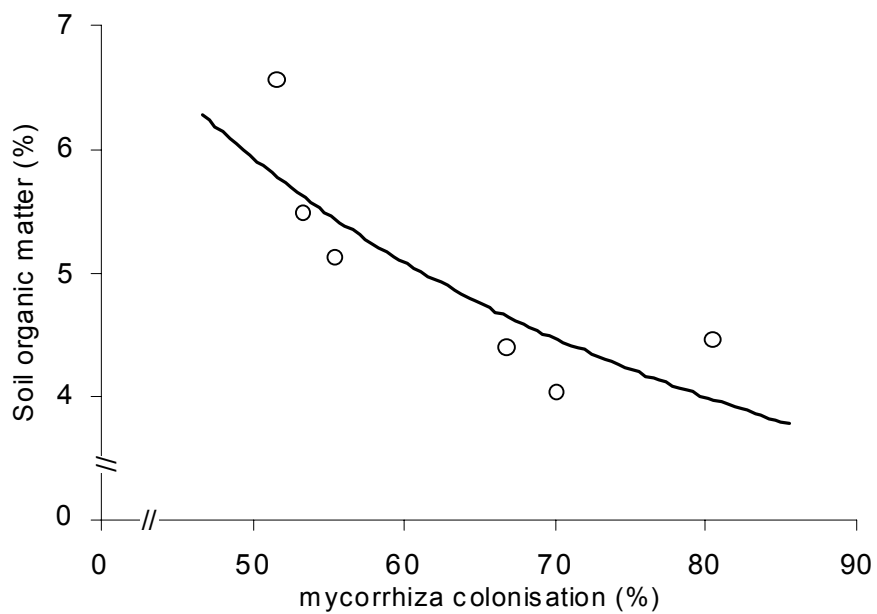


Figure 6. Correlation between mycorrhiza colonization (%) and soil organic matter (%) in an Atlantic Forest chronosequence; exponential pattern, $r = -0.861$, $p < 0.05$.

Table 1 - Mycorrhiza occurrence in roots of tree species in an Atlantic Forest chronosequence. N – number of samples; values represent average with standard deviation in parenthesis; winter – less wet season; summer – wet season; different letters indicate significance for ANOVA and post hoc or two-sample t test, $p < 0.05$.; within column – A; within row – a. Early – early successional phase (15 years after abandonment of crop field); Mid – mid successional phase (25 years); and Late – late successional phase (36+ years)

	Phase	N	winter	summer
	Early	8	80.5 (7.4) ^{Aa}	53.3 (12.3) ^{Ab}
colonization (%)	Mid	7	70.2 (5.8) ^{Ba}	72.8 (11.7) ^{Aa}
	Late	9	55.3 (12.5) ^{Ca}	46.6 (24.7) ^{Aa}

Table 2. Arbuscular mycorrhizal fungi species identification and spore occurrence in soil samples from an Atlantic Forest chronosequence. Early – early successional phase (15 years after abandonment of crop field); Mid – mid successional phase (25 years); and Late – late successional phase (36+ years); Number of soil samples (100 g): 8 for Early; 7 for Mid; and 9 for Late; winter – less wet season; summer – wet season; Symbol key: + < 1 average spore number . g⁻¹ soil; ++ 1 to 5; +++ 5 to 10; ++++ > 10; - not present. More detailed information about successional phases is presented in Aidar et al. 2001.

AM species	winter			summer		
	Early	Mid	Late	Early	Mid	Late
<i>Acaulospora</i> aff. <i>elegans</i>	-	-	-	+	-	-
<i>Acaulospora</i> <i>foveata</i>	+	+	-	+	+	+
<i>Acaulospora</i> <i>mellea</i>	-	-	-	-	+	-
<i>Acaulospora</i> <i>morrowiae</i>	-	-	-	-	+	+
<i>Acaulospora</i> <i>rehmii</i>	+	+	+	-	+	-
<i>Acaulospora</i> <i>scrobiculata</i>	+	+	-	+	+	+
<i>Acaulospora</i> sp. 1	-	-	-	-	+	-
<i>Acaulospora</i> sp. 2	-	-	-	-	+	-
<i>Acaulospora</i> sp. 3	-	-	-	-	-	+
<i>Acaulospora</i> sp. 4	-	-	-	-	-	++
<i>Acaulospora</i> sp. 5	-	+	-	-	-	-
<i>Acaulospora</i> <i>spinosa</i>	+	-	-	++	-	++
<i>Acaulospora</i> <i>tuberculata</i>	-	+	+	-	+	+
<i>Archaeospora</i> <i>leptoticha</i>	-	-	+	+	-	-
<i>Entrophospora</i> <i>infrequens</i>	+	-	-	-	-	-
<i>Gigaspora</i> aff. <i>decipiens</i>	+	-	-	-	-	-
<i>Glomus</i> aff. <i>aggregatum</i>	-	-	-	-	+	-
<i>Glomus</i> aff. <i>claroideum</i>	-	-	-	-	+	-
<i>Glomus</i> aff. <i>microcarpum</i>	-	-	-	-	-	++
<i>Glomus</i> aff. <i>monosporum</i>	+	-	-	-	-	-
<i>Glomus</i> aff. <i>rubiformis</i>	-	-	-	-	-	+
<i>Glomus</i> aff. <i>versiforme</i>	-	-	-	++	++	++
<i>Glomus</i> <i>etunicatum</i>	++	+	++	++	+++	++
<i>Glomus</i> <i>geosporum</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Glomus</i> <i>heterosporum</i>	-	-	-	+++	+++	++++
<i>Glomus</i> <i>invermium</i>	-	-	-	+	+	+++
<i>Glomus</i> <i>macrocarpum</i>	++	-	+	++	+++	++++
<i>Scutellospora</i> <i>calospora</i>	+	-	-	-	-	+
<i>Scutellospora</i> sp. 1	-	-	-	-	-	+

Table 3 – Arbuscular mycorrhizal fungi diversity indexes in an Atlantic Forest chronosequence: Shannon-Wiener index (H'); Pielou index (J'); and Margalef index (R). Early – early successional phase (15 years after abandonment of crop field); Mid – mid successional phase (25 years); and Late – late successional phase (36+ years); Number of soil samples (100 g): 8 for Early; 7 for Mid; and 9 for Late; winter – less wet season; summer – wet season.

Index	winter				summer				Total
	Early	Mid	Late	total	Early	Mid	Late	total	
H'	1.70	1.69	1.10	1.68	1.91	1.98	1.96	2.14	2.31
J'	0.71	0.70	0.46	0.70	0.80	0.71	0.69	0.66	0.97
R	2.39	1.91	1.24	2.57	1.85	2.68	2.53	3.45	4.12

in Aidar et al. (2001). The Basal Area was used as the index to assess relative space occupation and is estimated by the relative basal area of all individuals belonging to one species or family, and was calculated by converting circumference at breast height to basal area (cm^2). The classification used to distinguish guilds of tree regeneration strategies is based in Gandolfi et al. (1995): a) Pioneer Species – are specialized to occupy big gaps, require light for germination and growth, and are shade intolerant; b) early secondary species – are specialized to occupy medium size gaps, tend to germinate in shade conditions, but require higher light levels for growth to reach maturity and/or canopy; c) late secondary species – specialized to occupy small gaps and understorey, do not necessarily require light increment for germination and development, and can either remain in the understorey, or reach the canopy. Some species could not be classified and were listed as “not classified”. The successional status of individual tree species was defined by the analysis of a set of characteristics, such as seed size, germination, seedling establishment, growth rate, height and diameter, etc. gathered by personal observation and from available literature on their morphological features and ecological preferences (Reitz 1966, Reitz et al. 1978a,b, Inoue et al. 1984, Lorenzi 1992, 1998, Leitão Filho et al. 1993, Gandolfi et al. 1995, Gandolfi 2000; Godoy 2001). When species classification differed among authors, we classified the species according the behaviour presented in the study area, using their relative importance (relative basal area) and nitrogen use strategies in the successional phases as the main descriptors (Aidar et al. 2003). When information for a particular species could not be verified satisfactorily due to a lack of bibliographical information and/or a low occurrence in the study area, it was treated as a “not classified species”. The Basal Area for each regeneration guild along the forest succession was calculated as the sum of species belonging to each group, and was presented as a percentage of total basal area obtained for the respective successional phase.

2.3 Evaluation of mycorrhizal colonization and communities of AMF spores - A core collector (10cm^3) was used to collect the roots samples, which were taken at 10 cm deep in 8 sites at EP, 7 sites at MP and 9 sites at LP. The mycorrhizal colonization was assessed in July 1997 (dry period) and in December 1997 (wet period) in roots with diameter ≥ 2 mm clarified in 10% KOH and H_2O_2 , acidified with HCl 1%, washed in running water and stained with 0.05% trypan blue (Phillips & Hayman, 1970). The colonization frequency, which means the sum of all mycorrhizal structures present on roots (arbuscules, vesicles, extra and intra-radical hyphae), was calculated as number of total intersections on 1g FW of root cut into 1 cm long pieces, and scored over a lamina with 1 cm grid. In order to assess the specific composition of AM fungi associated to the rizosphere of the tree species, samples of 100g from the soil were processed by wet sieving (Gerdemann & Nicolson 1963) and sucrose centrifugation (Jenkins 1964) to extract the spores present, and these were counted on semi-permanent lamina with PVLG resin (Morton et al. 1992), and identified using the AM fungi identification manuals (Schenck & Pérez 1988, Trufem 1990, Carrenho 1994, Carrenho & Trufem 2001). Species richness and diversity indices were calculated in order to evaluate the differences among successional phases and seasons: Shannon (species diversity) index $H' = -\sum (N_i/N)^2 \ln (N_i/N)$, where N_i = species spore number and N = total number of spores; Pielou index (evenness index) - $J' = H'/H_{\text{max}}$, where: $H_{\text{max}} = \log_2 S$, and S = number of species; Margalef (species richness) index - $R = (S-1)/\ln N$, where N is the total number of spores.

3. RESULTS

The 82 identified tree species in the forest succession were referred to ecological guilds: 8 species belong to the pioneer guild (9.8 % of the total species), 18 to the early secondary guild (22%), 32 to the late secondary guild (39%) and 24 species were not classified (29%) (Annex). This clas-

sification was also used to evaluate the distribution of regeneration guilds in the different successional phases (Figure 3). The dominance of regeneration strategies along successional phases clearly indicates the decrease in abundance of pioneer species and an increase of late secondary species. Early secondary species increased in abundance in the mid phase, and declined in the late phase.

Only AMF was found in the root samples of tree species occurring at the study site. The mycorrhizal colonization showed a significant ($p < 0.05$) decrease as succession progresses, with the highest value for the early phase and the lowest for the late phase in the less wet season (winter). In the wet season, there was high intrasite variation, but no significant differences ($P < 0.05$) between sites was found (table 1). The mycorrhizal colonization was well correlated with the increase of pioneer species along succession ($r = 0.999$; $p < 0.01$), and was negatively correlated with late secondary species occurrence along the succession ($r = -0.927$; $p < 0.05$) during dry season (Figure 4), but showed no clear pattern during the wet season and showed no correlation with Early secondary species (data not shown). Mycorrhizal colonization were also negatively correlated with soil parameters along successional phases and seasons, Soil Base saturation (%) ($r = -0.967$; $p < 0.05$) (Figure 5) and Soil Organic Matter content (%) ($r = -0.861$; $p < 0.05$) (Figure 6).

The AMF taxonomic analysis indicated 29 taxa belonging to the Glomales (Zygomycota), of which 23 were identified at the species level, and six only identified at the generic level (Table 2). Spore occurrence (total number of spores = 1836) showed a clear seasonal pattern, with ca. 90% spores found in the wet season (EP = 48.3 %; MP = 23.0 %; and LP = 18.6% of the total spore number). A high number of spores (ca. 34% of total spore number) that could not be identified occurred also during the wet season (ca. 95% unidentified spores). The genus *Acaulospora* showed the highest species diversity accounting for more than 56% of the species identified (13 species), and comprising 16% of total spore sample. The genus *Glomus* also showed high diversity, with around of 48% of identified species (11 species), but with the highest spore number, accounting for 57% of the total spores occurring in the rizosphere. The species *Glomus heterosporum* and *G. macrocarpum* which occurred only in the samples taken in the wet period, represented 19% and 11% of the total spore number, respectively. The species *G. etunicatum* occurred during the dry and the wet periods, and accounted for 10% of total spore number (Table 2). The total spore density was 38.3 spores 100 g⁻¹ soil, and the spore density for the wet and dry seasons, respectively, were 68.7 spores 100 g⁻¹ soil and 7.8 spores 100 g⁻¹ soil. The richness index (R) indicates higher values for samples taken in the wet period, except for the EP. In general, the wet period showed higher values for spore number and species richness. The same pattern was ob-

served for the species diversity (H'). The evenness index (J') indicates that higher species dominance occurred in the LP, especially during the dry period when spore numbers were lower (Table 3).

4. DISCUSSION

The species composition along the forest succession phases at the study site, and their classification into ecological groups, indicates the dominance of pioneer and early secondary species in the initial succession (EP and MP), and a clear dominance of late secondary species in the LP. Considering the inventory as a whole, Leguminosae was the most important family, followed by Myrsinaceae, Myrtaceae, Annonaceae, Lauraceae, Rubiaceae and Melastomataceae, all of these have been recognised as mycorrhizal taxa (Trappe 1987).

The results obtained with respect to mycorrhizal colonization supported the conclusions of Zangaro et al. (2000) and Siqueira et al. (1998) for native species from south and southeastern Brazil, where tree species dependency on AMF decreases during succession: early stages are dominated by pioneer species which are obligatory mycotrophic, and which exhibit high colonization rates; medium stages are dominated by early secondary species which are either obligatory and facultative mycotrophic taxa; and advanced stages are dominated by late secondary species which are facultatively mycotrophic, or non-mycotrophic.

The seasonal dynamics of root colonization by AMF are well documented (Allen et al. 1998). Some studies showed higher colonization levels in the wet season while others showed higher percentages in the dry season. This study showed decrease in colonization in the EP during the wet season, which can be a response to the increased availability of nutrients, due more soil humidity and more intense microbial activity in the organic matter at this time. Negative correlations were observed between soil base saturation and root colonization (figure 4), and organic matter and root colonization (figure 5) suggesting that mycorrhizal dependence decreases with increasing soil fertility.

Spore abundance and the number of species found in the study area are similar to those of other studies in the Mata Atlântica of São Paulo State (Trufem 1990; Trufem & Viriato 1990; Santos 2001), and higher than the values reported for forest areas suffering from air pollution (Trufem & Viriato 1990). The genus *Glomus* showed the highest number of spores and a high diversity index, corroborating data found by Silveira (1998) who suggested that this genus prefers soils with a higher pH than the acidic soils which are typical of the Atlantic Forest.

G. macrocarpum, *G. etunicatum*, *G. heterosporum* e *G. aff. versiforme* showed higher frequency and abundance, suggesting broader range of ecological adaptation in relation to floristic composition and soil characteristics.

G. macrocarpum and *G. etunicatum* have been reported as dominant species in other studies conducted in the Mata Atlântica. Santos (2001) found that *G. macrocarpum* dominated (37% of total spore number) in a Mature Atlantic Forest during the wet season, while *G. etunicatum* dominated (26% total spores) during the dry season. In the secondary forest, this author found *G. marcocarpum* as a dominant species in both seasons; both species were present in all samples analyzed. Trufem (1990) found *G. macrocarpum* as the dominant species in all samples analyzed, representing 38% of the total spore number.

A comparison with other studies in the Mata Atlântica indicates a high number of common species: 7 species found in common with Trufem & Viriato (1990), 11 species with Santos (2001) and 14 with Trufem (1990). *A. foveata*, *A. scrobiculata*, *Gl. geosporum*, *Gl. macrocarpum*, and *S. calospora* were found in all studies.

During the wet season, AMF communities in the three successional phases showed little variation in respect to the species occurrence and distribution, with EP and LP being very similar when richness, diversity and evenness are considered.

The results presented here suggest that mycorrhizal inoculation should be considered as a critical factor for the success of recuperation of regional forested ecosystems, and is of great importance to the development of methodology for ecosystem rehabilitation, including the global-change scenarios (Rilling & Allen, 1999). This aspect is even more important when considering this locally restricted Atlantic Forest successional pattern and the urgent necessity for rehabilitation of degraded lands inside and around the Tourist State Park of the High Ribeira-PETAR boundaries.

5. ACKNOWLEDGEMENTS

We thank our field workers, José da Mota, Eufrásio da Mota e Orlei Lopes, that made our sampling possible; Dra. Sandra F.B. Trufem, Instituto de Botânica de São Paulo, for the support in the mycorrhiza identification; the people from PETAR - Instituto Florestal for their permission to work in the Conservation Unit, in memorium Roberto Burgui. Carlos A. Joly was supported by a CNPq Productivity Fellowship (Processo 520334/99-0). We also thank Dr. Peter E. Gibbs for valuable comments on an earlier draft of the manuscript and for revising the English.

6. BIBLIOGRAPHY

AIDAR, M.P.M., GODOY, J.R.L., BERGMANN, J. & JOLY, C.A. 2001. Atlantic Forest succession over calcareous soil - PETAR, SP. Rev. Bras. Bot. 24:455-469

AIDAR, M.P.M., SCHMIDT, S., MOSS, G., STEWART, G.R. & JOLY, C.A. 2003. Nitrogen use strategies of neotropical rainforest trees in threatened Atlantic Forest. Plant Cell and Environ. 26:389-399

ALLEN, E.B., RINCON, E., ALLEN, M.F., PEREZ-JIMENEZ, A. & HUANTE, P. 1998. Disturbance and seasonal dynamics of mycorrhizae in a Tropical Deciduous Forest in Mexico. Biotropica 30:261-274

ALLEN, M.F. 1991. The Ecology of Mycorrhizae. Cambridge Univ. Press, Cambridge, U.K. 196p.

BONONI, V.L.R. & TRUFEM, S.F.B. 1983. Endomicorrizas vesículo-arbusculares do cerrado da Reserva Biológica de Mogi-Guaçu, SP. Rickia 10:55-84

CAMARGO, O.A., MONIZ, A.C., JORGE, J.A. & VALADARES, J.M.A.S. 1986. Métodos de análise química, mineralógica e física de solos do Instituto Agrônomo de Campinas. Boletim Técnico do Instituto Agrônomo de Campinas 106, Campinas, SP. 94p.

CARRENHO, R. & TRUFEM, S.F.B. 2001. Caracterização morfológica de esporos de fungos micorrízicos arbusculares isolados de solo cultivado com milho, na Reserva Biológica e Estação Experimental de Moji-Guaçu, São Paulo, Brasil. Hoehnea 28(3):191-208.

CARRENHO, R. 1994. Efeitos dos fungicidas sistêmicos Fosetil-Al e Metalaxil-Mancozeb sobre o desenvolvimento de fungos micorrízicos arbusculares naturalmente estabelecidos em rizosferas de *Citrus sinensis* L. Osbeck/*C. limonia* L. Rio Claro: Universidade Estadual Paulista. Dissertação 250p.

CLARK, R.B. & ZETO, S.K. 2000. Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. Jour. Pl. Nutr. 23: 867-902

EVANS, D.G. & MILLER, M.H. 1990. The role of the external mycelial network in the effect of soil disturbance upon vesicular-arbuscular mycorrhizal colonization. New Phytol. 115:65-71

FAO-ISRIC-ISSS. 1998. World reference base for soil resources. World Soil Resources Reports 84. Rome. FAO, ISSS and ISRIC.

FRANCIS, R. & READ, D.J. 1994. The contributions of mycorrhizal fungi to the determination of plant community structure. Plant and Soil 159:11-25

GANDOLFI, S. 2000 História Natural de uma Floresta Estacional Semidecidual no Município de Campinas. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas. Campinas.

GANDOLFI, S., LEITÃO FILHO, H.F. & BEZERRA, C.L.F. 1995. Levantamento florístico e caráter sucessional das espécies arbustivo-arbóreas de uma Floresta Mesófila Semidecídua no município de Guarulhos. Rev. Bras. Biol. 55:753-767

- GERDEMANN, J. W. & NICOLSON, T.H. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet-sieving and decanting. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 46:235-244.
- GODOY, J.R.L. 2001. Estrutura e composição específica da Mata Atlântica secundária de encosta sobre calcário e filito, no Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira, Iporanga, SP. Dissertação de Mestrado, Universidade de São Paulo. São Paulo.
- GUTJAHR, M.R. 1993. Critérios relacionados à compartimentação climática de Bacias Hidrográficas: A Bacia do Rio Ribeira de Iguape. Dissertação de Mestrado, FFLCH/USP, SP.
- HEIDJEN, M.G.A., KLIRONOMOS, J.N., URSIC, M., MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R., BOLLER, T., WIEMKEN, A & SANDERS, I.R. 1998. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 396:69-72.
- IBGE. 1992. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. Manuais Técnicos em Geociências v1. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro. Brasil. 92p.
- INOUE, M.T., RODERJAN, C.V. & KUNYOSHII, Y.S. 1984. Projeto madeira do Paraná. FUFEP, Curitiba, Paraná.
- JAKOBSEN, I. 1994. Research approaches to study the functioning of vesicular-arbuscular mycorrhizas in the field. In: Management of Mycorrhizas in agriculture, horticulture and forestry (Robson, A.D., Abbot, L.K. & Malaczuk, N. eds.) Kluwer Ac. Publ. Dordrecht. p.141-147
- JANOS, D.P. 1980a. Vesicular-arbuscular mycorrhizae affect lowland tropical rain forest plant growth. *Ecology* 61:151-162
- JANOS, D.P. 1980b. Mycorrhizae influence tropical succession. *Biotropica* 12:56-64
- JANOS, D.P. 1984. Methods for vesicular arbuscular mycorrhiza research in lowland wet tropics. In: Medina, E.; Mooney, H.A. & Vazquez-Yanes, C. (eds.). Physiological ecology of plants of the wet tropics, Tasks for Vegetation Science 12, Junk: The Hague. p. 173-187.
- JANOS, D.P. 1995. Mycorrhizas, succession and the rehabilitation of deforested lands in the humid tropics. In: Fungi and environmental change. (Frankland, J.C., Magan, N. & Gadd, G.M., eds.) p. 276-282
- JENKINS, W.R. 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter* 48:692.
- JOLY, C.A., AIDAR, M.P.M., KLINK, C.A., MCGRATH, D.G., MOREIRA, A.G., MOUTINHO, P., NEPSTAD, D.C., OLIVEIRA, A.A., POTT, A., RODAL, M.J.N. & SAMPAIO, E.V.S.B. (1999) Evolution of the Brazilian phytogeography classification systems: implications for biodiversity conservation. *Ciê. Cult.* 51:331-348.
- LEITÃO FILHO, H.F., PAGANO, S.N., CESAR, O., TIMONI, J.L. & RUEDA, J.J. 1993. *Ecologia da Mata Atlântica em Cubatão*. Ed. Universidade Estadual Paulista e Ed. Universidade de São Paulo. São Paulo.
- LORENZI, H. 1992. *Árvores brasileiras. Manual de Identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil*. Ed. Plantarum. Nova Odessa. São Paulo.
- LORENZI, H. 1998. *Árvores brasileiras. Manual de Identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil*. Vol 2. Ed. Plantarum. Nova Odessa. São Paulo.
- MARSCHNER, H. & DELL, B. 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant and Soil* 159:89-102
- MORTON, J.B., BENTIVENGA, S.P., WHEELER, W.W. 1993. Germ plasma in the International Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) and procedures for culture development, documentation and storage. *Mycotaxon* 48:491-528. (INVAM <http://invam.caf.wvu.edu/>)
- MYERS, N., MITTERMEIER, R.A., MITTERMEIER, C.G., DA FONSECA, G.A.B. & KENT, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403:853-858
- OLIVEIRA FILHO, A. & FONTES, M.A. 2000. Patterns of Floristic Differentiation among Atlantic Forests in South-Eastern Brazil, and the Influence of Climate. *Biotropica* 32:793-810.
- PHILLIPS, J.M. & HAYMAN, D.S. 1970. Improved procedures for clearing roots for rapid assessment of infection. *Transactions of British Mycological Society* 55:158-161.
- REDHEAD, J.F. 1980. Mycorrhiza in natural tropical forests. In: *Tropical Mycorrhiza Research*. (Mikola, P. ed.). Clarendon Press. Oxford, p. 127-142.
- REITZ, P.R. 1966-1984. *Flora Ilustrada Catarinensis*. CNPq/IBDF/HBR. Itajaí, Brazil.
- REITZ, P.R., KLEIN, R.M. & REIS, A. 1978a. Projeto Madeira de Santa Catarina. *Sellowia* 30
- REITZ, P.R., KLEIN, R.M. & REIS, A. 1978b. Projeto Madeira do Rio Grande do Sul. *Sellowia* 34
- RILLIG, M.C. & ALLEN, M.F. 1999. What is the role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant-to-ecosystem responses to elevated atmospheric CO₂? *Mycorrhiza* 9:1-8.
- SANDERS, I.R., CLAPP, J.I. & WIEMKEN, A. 1996. The genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural ecosystems – a key to understanding the ecology and functioning of mycorrhizal symbiosis. *New Phytol.* 133:123-134.
- SANTOS, I.S. 2001. Fungos micorrízicos arbusculares em ambientes de Mata Atlântica e de Eucaliptos na região de Entre Rios, Bahia. Dissertação de Mestrado, Departamento de Biologia (Botânica), Universidade Federal da Bahia. 69 p.

- SCHENCK, N.C. & PÉREZ, Y. 1988. Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi. 2nd. Ed. IFAS, Gainesville, University of Florida 241p.
- SCHMIDT, S., STEWART, G.R., & ASHWATH, N. 1999. Monitoring plant physiological characteristics to evaluate mine site revegetation: A case study from the wet-dry tropics of northern Australia." *Plant and Soil* 215: 73-84.
- SILVEIRA, A.P.D. 1998. Ecologia de fungos micorrízicos arbusculares. In: Melo, J.L. (ed.). *Ecologia microbiana*. Jaguariúna: EMBRAPA – CNPMA, cap. 2, p. 61-83.
- SIQUEIRA, J.O., CARNEIRO, M.A.C., CURI, N., ROSADO, S.C.S. & DAVIDE, A.C. 1998. Mycorrhizal colonization and mycotrophic growth of native woody species as related to successional groups in southeastern Brazil. *For. Ecol. Manag.* 107:241-252
- SOS MATA ATLANTICA 1998. *Evolução dos remanescentes florestais e ecossistemas associados do domínio Mata Atlântica no período 1990-1995*. Fund. SOS Mata Atlântica/INPE.
- SYLVIA, D., FUHRMANN, J., HARTEL, P.G. & ZUBERER, D. 1998 *Principles and applications of soil microbiology*. Pearson Education - Prentice Hall. NJ. 550p.
- TRAPPE, J.M. 1987. Phylogenetic and ecologic aspects of mycotrophy in angiosperms from an evolutionary standpoint. In: Safir, G.R. (ed.). *Ecophysiology of VA mycorrhizal plants*. Boca Raton: CRC Press, p.5-25.
- TRUFEM, S.F.B. & VIRIATO, A. 1990. Fungos micorrízicos vesículo-arbusculares da Reserva Biológica do Alto da Serra de Paranapiacaba, São Paulo, Brasil. *Rev. Bras. Bot.* 13:49-53
- TRUFEM, S.F.B. 1990. Aspectos ecológicos de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares da mata tropical da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. *Acta Botânica Brasileira* 4:31-45
- WALI, M.K. 1999. Ecological succession and the rehabilitation of disturbed terrestrial ecosystems. *Plant and Soil* 213: 195-220.
- ZANGARO FILHO, W., BONONI, V.L.R. & TRUFEM, S.B. 2000. Mycorrhizal dependency, inoculum potential and habitat preference of native woody species in South Brazil. *J. Trop. Ecol.* 16:603-622

Title: Aspects of arbuscular mycorrhizal fungi in an Atlantic Forest chronosequence

Authors: Marcos P.M. Aidar, Rosilaine Carrenho, Carlos A. Joly

Biota Neotropica, Vol. 4 (number 2): 2004
<http://www.biotaneotropica.org.br/v4n2/pt/abstract?article+BN02504022004>

Date Received: 12/14/2004

Revised: 06/30/2004

Accepted: 07/01/2004

ISSN 1676-0611

Annex

Classification of tree species inventoried at PETAR, (SP) into successional groups: P – pioneer species; E – early secondary species; L – late secondary species; nc – not classified. (Adapted from Aidar et al. 2001).

Species	Family	status
<i>Alchornea triplinervia</i> (Spreng.) Müll. Arg.	Euphorbiaceae	E
<i>Allophyllus edulis</i> (A. St. Hil.) Radlk.	Sapindaceae	P
<i>Alseis floribunda</i> Schott	Rubiaceae	nc
<i>Aspidosperma polyneuron</i> Muell. Arg.	Apocynaceae	L
<i>Aspidosperma ramiflorum</i> Muell. Arg.	Apocynaceae	L
<i>Bathysa meridionalis</i> Smith & Downs	Rubiaceae	L
<i>Bauhinia forficata</i> Link	Leguminosae	P
<i>Beilschmiedia</i> cf. <i>emarginata</i> (Nees) Kosterm.	Lauraceae	nc
<i>Calyptanthes concinna</i> DC.	Myrtaceae	nc
<i>Campomanesia guaviroba</i> (DC) Kiaerskow	Myrtaceae	E
<i>Casearia sylvestris</i> Sw.	Flacourtiaceae	P
<i>Cecropia glaziovii</i> Snethlage	Cecropiaceae	P
<i>Cecropia pachystachya</i> Trécul	Cecropiaceae	P
<i>Cedrela fissilis</i> Vell.	Meliaceae	L
<i>Chrysophyllum inornatum</i> Mart.	Sapotaceae	L
<i>Clethra scabra</i> Pers.	Cletraceae	nc
<i>Cordia trichotoma</i> (Vell.) Arráb. ex Steud.	Euphorbiaceae	nc
<i>Coussapoa microcarpa</i> (Schott) Rizzini	Cecropiaceae	nc
<i>Cupania oblongifolia</i> Mart.	Sapindaceae	nc
<i>Dalbergia frutescens</i> (Vell.) Britton	Leguminosae	L
<i>Ecclinusa ramiflora</i> Mart.	Sapotaceae	L
<i>Endlicheria paniculata</i> (Spreng.) J.F. Macbr.	Lauraceae	P
<i>Eugenia cuprea</i> (O. Berg) Mattos	Myrtaceae	L
<i>Eugenia florida</i> DC.	Myrtaceae	nc
<i>Eugenia riedeliana</i> O. Berg	Myrtaceae	nc
<i>Euterpe edulis</i> Mart.	Palmae	L
<i>Ficus</i> sp	Moraceae	L
<i>Garcinia gardneriana</i> (Planch. & Triana) Zappi	Clusiaceae	nc
<i>Gomidesia tijucensis</i> (Kiaersk.) D. Legrand	Myrtaceae	nc
<i>Guapira opposita</i> (Vell.) Reitz	Nyctaginaceae	E
<i>Guarea macrophylla</i> Vahl	Meliaceae	nc
<i>Guatteria nigrescens</i> Mart.	Annonaceae	nc
<i>Heisteria silvianii</i> Schwacke	Olacaceae	nc
<i>Hyeronima alchorneoides</i> Allemao	Euphorbiaceae	E
<i>Hymenaea courbaril</i> L.	Leguminosae	L
<i>Inga marginata</i> Willd.	Leguminosae	E
<i>Leandra</i> cf. <i>mosenii</i> Cogn.	Melastomataceae	nc
<i>Lonchocarpus</i> sp	Leguminosae	L
<i>Machaerium nyctitans</i> (Vell.) Benth.	Leguminosae	nc
<i>Machaerium stipitatum</i> (DC.) Vogel	Leguminosae	nc
<i>Marlierea eugeniopsoides</i> (D. Legrand & Kausel) D. Legrand	Myrtaceae	nc

Species	family	cont. status
<i>Matayba elaeagnoides</i> Radlk.	Annonaceae	E
<i>Matayba junglandifolia</i> (Cambess.) Radlk.	Sapindaceae	L
<i>Maytenus</i> cf. <i>evonymoides</i> Reisseck	Celastraceae	L
<i>Meliosma sellowii</i> Urb.	Sabiaceae	nc
<i>Miconia cinnamomifolia</i> (DC.) Naudin	Melastomataceae	L
<i>Miconia latecrenata</i> Triana	Melastomataceae	L
<i>Myrceugenia myrcioides</i> (Cambess.) O. Berg	Myrtaceae	L
<i>Myrcia</i> cf. <i>rostrata</i> DC.	Myrtaceae	E
<i>Myrcia pubipetala</i> Miq.	Myrtaceae	L
<i>Myrocarpus</i> cf. <i>frondosus</i> Allemao	Leguminosae	L
<i>Myrsine coriacea</i> (Sw.) R. Br. ex Roem. & Schult.	Nyctaginaceae	E
<i>Myrsine umbellata</i> Mart.	Myrsinaceae	E
<i>Nectandra megapotamica</i> (Sprengel) Mez	Lauraceae	L
<i>Nectandra membranacea</i> (Sw.) Griseb.	Lauraceae	E
<i>Nectandra oppositifolia</i> Nees & Mart.	Lauraceae	L
<i>Ocotea catharinensis</i> Mez	Lauraceae	L
<i>Persea pyrifolia</i> (Don) Spreng.	Lauraceae	L
<i>Piptadenia gonoacantha</i> (Mart.) J.F. Macbr.	Leguminosae	E
<i>Piptadenia paniculata</i> Benth.	Leguminosae	E
<i>Platymiscium floribundum</i> Vogel	Leguminosae	L
<i>Pouteria psammophila</i> (Mart.) Radlk.	Sapotaceae	nc
<i>Protium heptaphyllum</i> (Aubl.) Marchand	Burseraceae	L
<i>Prunus myrtifolia</i> (L.) Urb.	Rosaceae	L
<i>Psidium cattleianum</i> Sabine	Myrtaceae	nc
<i>Psychotria</i> cf. <i>carthagenensis</i> Jacq.	Rubiaceae	L
<i>Pterocarpus</i> cf. <i>rohrii</i> Vahl	Leguminosae	L
<i>Quiina glaziovii</i> Engl.	Quiinaceae	nc
<i>Rollinia</i> cf. <i>rugulosa</i> Schltdl.	Annonaceae	E
<i>Rollinia sericea</i> (R.E. Fr.) R.E. Fr.	Annonaceae	E
<i>Roupala brasiliensis</i> Klotzsch	Proteaceae	L
<i>Rudgea</i> cf. <i>jasminoides</i> (Cham.) Müll. Arg.	Rubiaceae	L
<i>Savia dictyocarpa</i> Müll. Arg.	Euphorbiaceae	nc
<i>Schizolobium parahyba</i> (Vell.) S.F. Blake	Leguminosae	E
<i>Sorocea bonplandii</i> (Baill.) W.C. Burger, Lanj. & Wess. Boer	Cecropiaceae	nc
<i>Syagrus romanzoffiana</i> (Cham.) Glassman	Palmae	L
<i>Symplocos laxiflora</i> Benth.	Simplocaceae	P
<i>Tetrorchidium rubrivenium</i> Poepp.	Euphorbiaceae	E
<i>Tibouchina pulchra</i> (Cham.) Cogn.	Melastomataceae	E
<i>Trema micrantha</i> (L.) Blume	Ulmaceae	P
<i>Trichilia lepidota</i> Mart.	Meliaceae	L
<i>Verbesina</i> sp	Asteraceae	E