



XXIV SNPTEE
SEMINÁRIO NACIONAL DE PRODUÇÃO E
TRANSMISSÃO DE ENERGIA ELÉTRICA

CB/GIA/01

22 a 25 de outubro de 2017
Curitiba - PR

GRUPO -XI

GRUPO DE ESTUDO DE IMPACTOS AMBIENTAIS - GIA

OVOS, LARVAS E JUVENIS DOS PEIXES DA BACIA DO RIO PARANAPANEMA – UMA AVALIAÇÃO PARA A CONSERVAÇÃO

NORBERTO CASTRO VIANNA (*)
CTG BRASIL

MIGUEL CONRADO FILHO
CTG BRASIL

RESUMO

Este trabalho associou a análise de ovos e larvas pela metodologia clássica com metodologias de genética molecular para identificação precisa de ovos, larvas de peixes recém eclodidos e juvenis ao nível de espécies, permitindo a determinação das principais áreas de recrutamento e soltura, demonstrando quais espécies devem ter prioridade em ações de manejo e o quanto de esforço deve ser empregado para seu efetivo sucesso. Além disto, conclui-se que Lagoas e tributários apresentaram melhores condições de reprodução a diversidade de peixes. Assim, tais ambientes devem ser preservados por desempenharem importante função na manutenção das populações nativas de peixes.

PALAVRAS-CHAVE

Peixes, Nativos, Ovos, Larvas, Reprodução

1.0 - INTRODUÇÃO

Qualquer que seja o objetivo do estudo envolvendo os primeiros estágios do ciclo de vida dos peixes é fundamental que os ovos, ou pelo menos as larvas, sejam corretamente identificados. No entanto, isso ainda não é uma tarefa muito fácil de ser realizada, pois apesar de o Brasil possuir o título de país campeão em riqueza de espécies de peixes de água doce, são cerca de 3.300 espécies válidas atualmente (FROESE; PAULY, 2015). Os estudos envolvendo sistemática de ovos são praticamente inexistentes e de larvas são incipientes e apenas algumas espécies têm seus estágios iniciais de desenvolvimento conhecidos. A maioria dos trabalhos que tratam do desenvolvimento inicial das espécies nativas da nossa ictiofauna são realizados por meio de desovas induzidas em laboratório e descrevem preferencialmente o desenvolvimento embrionário e as larvas à eclosão. Geralmente, estes trabalhos utilizam espécies comercialmente importantes, tanto para a piscicultura como para a aquariofilia. Se a taxonomia de larvas já é complicada, a de ovos é ainda mais difícil, pois a falta de caracteres diagnósticos dificulta muito o reconhecimento do material, ficando a identificação na maioria das vezes apenas como "ovos".

O tamanho, a forma e a estrutura dos ovos variam consideravelmente entre os peixes e pode ser utilizada na identificação (BAGENAL; BRAUM, 1978; KELSO et al., 2012). Geralmente os ovos de peixes têm cerca de 1 mm de diâmetro, porém podem variar entre 0,5 e 8 mm (MILLER; KENDALL JR., 2009).

As larvas possuem um maior número de caracteres diagnósticos que os ovos, apesar de sofrerem mudanças muitas vezes radicais, ao longo do desenvolvimento. Características merísticas e morfométricas, padrões de pigmentação, forma da larva, tamanho e desenvolvimento osteológico são caracteres que podem ser utilizados na identificação das larvas (KENDALL JR. et al., 1984).

A primeira tentativa para a identificação deve ser o enquadramento da larva em ordem ou família, baseando-se em sua forma e aparência. Em seguida, podem ser utilizadas o formato e a posição de estruturas anatômicas, como olhos, boca e nadadeiras, localização da abertura anal, presença de espinhos e outros processos, assim como o padrão de pigmentação, um dos caracteres mais utilizados para o reconhecimento de gêneros e espécies.

(*) Rodovia Chavantes/Ribeirão Claro, Km 10 – CEP 18.970-000 Ourinhos, SP, – Brasil

Tel: (+55 15) 98115-7467 – Fax: (+55 14) 3342-9095 – Email: Norberto.vianna@ctgbr.com.br

Este referido estudo foi desenvolvido na bacia do rio Paranapanema, afluente do rio Paraná. As nascentes do rio Paranapanema são paulistas (município de Capão Bonito) e se localizam a 900 m de altitude na vertente ocidental da Serra do Mar, Planalto Atlântico, sendo protegidas pelos Parques Estaduais Intervalles e Carlos Botelho. Suas águas percorrem cerca de 930 km pelo interior do continente para o oeste (22° - 26°S e 47° - 54°O) até desaguar na margem esquerda do rio Paraná, a jusante da barragem da usina hidrelétrica Engenheiro Sérgio Motta (Porto Primavera). A partir da foz do rio Itararé, 330 km do rio Paranapanema fazem a divisa entre os estados de São Paulo (SP) e Paraná (PR) (Figura 1).

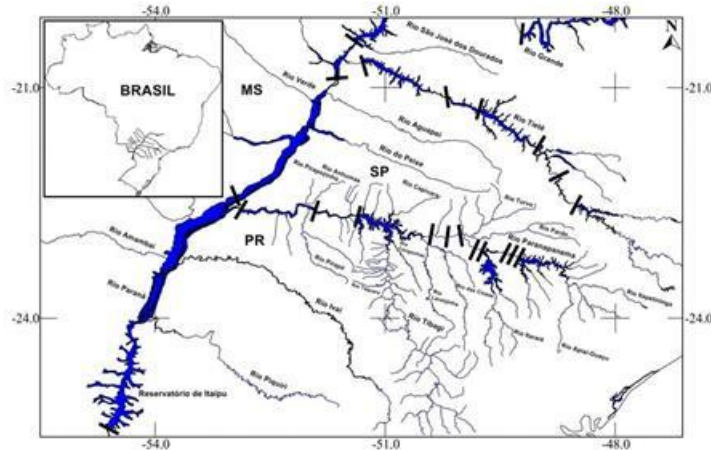


Figura 1 – Localização da bacia do rio Paranapanema na bacia do Alto rio Paraná. As barras representam as principais barragens de usinas hidrelétricas da região. Escala 1:2.000.000.

Seu percurso é dividido em três trechos, denominados Alto, Médio e Baixo Paranapanema. Com 180 km de extensão, o Alto Paranapanema é formado desde as nascentes até a confluência do rio Apiaí-Guaçu. Este e o rio Itapetininga são os principais afluentes desta região. A partir da confluência, o Médio Paranapanema percorre 328 km até chegar em Salto Grande. Neste trecho os maiores tributários são os rios Itararé e Pardo. O Baixo Paranapanema possui 421 km até sua foz e os rios Pirapó, Pirapozinho, Anhumas, Capivara, Tibagi e das Cinzas são os principais tributários (SAMPAIO, 1944). Neste trabalho, foram obtidas as amostras biológicas dos trechos da bacia do Médio e Baixo Paranapanema.

No passado recente, a área de drenagem da bacia do rio Paranapanema era predominantemente coberta pela Floresta Estacional Semidecidual da Mata Atlântica, além de manchas de Cerrado no noroeste de seu último trecho (HUEK; SEIBERT, 1981). Porém, atualmente grande parte da bacia corre inserida em matas ciliares geralmente estreitas e degradadas, sendo que a vegetação original foi convertida principalmente em áreas de cultivo ou pastagem (CASTRO et al., 2003). Nas margens, os únicos fragmentos contínuos de floresta com porte significativo são os Parques Estaduais de Intervalles, Carlos Botelho e Morro do Diabo (Inventário Florestal do Estado de São Paulo, 1993).

A maior mata contínua do Estado de São Paulo a oeste da Serra do Mar com 33.845 ha, o Parque Estadual Morro do Diabo preserva uma das últimas áreas de floresta de planalto do Brasil (Figura 2). Com grande biodiversidade, abriga 426 espécies de borboletas, 26 de peixes, 15 de anuros, 8 de lagartos, 2 de jacarés, 285 de aves, 59 de mamíferos (Instituto Florestal, 2006) e mais de 400 de plantas (ambiente.sp.gov.br, 14.viii.2014). O córrego São Carlos, situado dentro do Parque, é a localidade-tipo do bagre-cipó *Trichomycterus diabolus* Bockmann, Casatti & de Pinna, 2005.



Figura 2 – Vista do rio Paranapanema com o Parque Estadual Morro do Diabo ao fundo. Foto: Rafael Barros.

Apesar das Unidades de Conservação atuarem como detentoras da conservação da ictiofauna das nascentes, riachos e ribeirões, as drenagens de maior porte ainda necessitam de conservação e preservação. Existem poucos afluentes fora das unidades de conservação que apresentem boas condições de manutenção de riqueza e diversidade da ictiofauna. São exemplos positivos os rios Tibagi, das Cinzas e Anhumas, sendo que neste último houve uma grande ação de restauração de suas margens, viabilizada pela CTG Brasil.

2.0 - OBJETIVO

Identificar as espécies que estão consolidando o seu ciclo reprodutivo na bacia do rio Paranapanema, para subsidiar mais efetivamente o manejo (repovoamento) indicando quais espécies nativas necessitam de repovoamento, quando e onde realizar a soltura, possibilitando um melhor aproveitamento dos resultados aplicados.

3.0 - MATERIAL E MÉTODO

Foram amostrados 16 ambientes pertencentes a quatro diferentes biótopos, considerados importantes para o sucesso reprodutivo dos peixes (COSTA, 2014; GARCIA, 2014a) (Figura 3), sendo eles: lagoas, foz de afluentes, foz de subafluentes e trechos lóticos de reservatórios (Tabela 1). Apesar de a degradação ambiental ser uma constante na bacia hidrográfica, tais ambientes ainda apresentaram habitat com características de manutenção e presença de áreas de desova e criadouros naturais, além de variáveis ambientais satisfatórias, como oxigênio e pH. Tais ambientes caracterizam-se pela presença de poços profundos, remansos com vegetação marginal e bancos de macrófitas, lagoas marginais com acesso restrito e zonas litorâneas rasas. A complexidade estrutural destes ambientes possibilita a presença de micro-habitat e diversos nichos ecológicos.

Biótopo Lagoa: Ambiente semi lótico, cujos diâmetros variaram de 138,9 a 143,7 m e profundidades de 2,27 a 2,63 m.

Biótopo Afluente: Ambiente lótico ou semi lótico, cujas larguras variaram de 5,3 m a 120 m e profundidades de 0,69 a 4,71 m.

Biótopo Subafluente: Ambiente lótico ou semi lótico, cujas larguras variaram de 11,2 a 55 m e profundidades de 1,33 a 1,82 m.

Biótopo Reservatório: Ambiente lótico inserido no canal do rio Paranapanema localizado a jusante da barragem de outros reservatórios. As larguras variaram de 140,0 a 270,0 m e profundidades de 1,35 a 7,48 m.

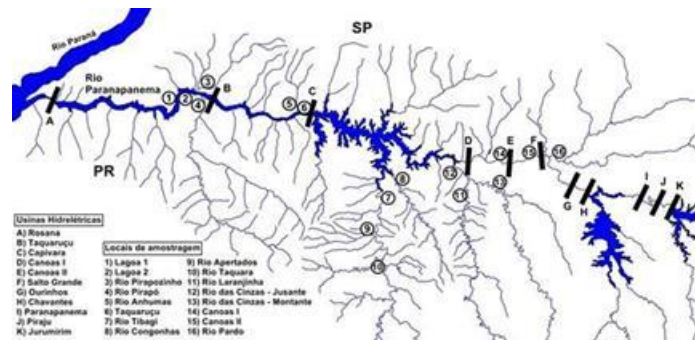


Figura 3 – Mapa da bacia compreendendo os trechos do Médio e Baixo rio Paranapanema, com a marcação dos locais de amostragem.

Tabela 1 – Caracterização dos locais de amostragem da bacia do Médio e Baixo rio Paranapanema.

Local de amostragem	Coordenadas	Biótopo	Diâmetro/Largura (m)	Profundidade (m)	Vegetação marginal	Captura*
1. Lagoa I	22°39'11,44"S/ 52°11'10,40"O	Lagoa	143,7	2,63	Presente	Ativa
2. Lagoa II	22°36'25,91"S/ 52°09'32,46"O	Lagoa	138,9	2,27	Ausente	Ativa
3. Rio Pirapozinho	22°31'27,47"S/ 52°09'05,92"O	Afluente	20,7	4,34	Presente	Ativa
4. Rio Pirapó	22°36'57,69"S/ 51°59'50,86"O	Afluente	54,6	3,63	Ausente	Ativa
5. Rio Anhumas	22°38'47,55"S/ 51°26'43,54"O	Afluente	24,5	2,77	Presente	Ativa
6. Taquaruçu	22°41'43,54"S/ 51°34'26,64"O	Reservatório	147,3	1,35	Ausente	Ativa

7.	Rio Tibagi (Jataizinho)	23°23'28,05"S/ 50°59'45,08"O	Afluente	62,5	3,91	Presente	Ativa
8.	Rio Congonhas	23°04'04,31"S/ 50°51'32,56"O	Subafluente	34,6	1,33	Ausente	Ativa
9.	Rio Apertados	23°23'28,05"S/ 50°59'45,08"O	Subafluente	11,2	1,82	Presente	Passiva
10.	Rio Taquara	23°30'48,49"S/ 50°57'15,02"O	Subafluente	24,8	1,48	Presente	Passiva
11.	Rio Laranjinha	23°07'15,46"S/ 50°26'54,73"O	Subafluente	55,0	1,57	Presente	Passiva
12.	Rio das Cinzas-Foz	22°56'14,82"S/ 50°31'40,60"O	Afluente	120,0	2,05	Ausente	Ativa
13.	Rio das Cinzas-Médio	23°04'32,75"S/ 50°21'49,70"O	Afluente	75,0	4,71	Ausente	Ativa
14.	Canoas I	22°55'52,36"S/ 50°16'31,50"O	Reservatório	270,0	3,29	Ausente	Ativa
15.	Canoas II	22°54'58,29"S/ 49°59'32,83"O	Reservatório	140,0	7,48	Ausente	Ativa
16.	Rio Pardo (Salto Grande)	22°56'28,73"S/ 49°54'45,58"O	Afluente	50,0	2,05	Ausente	Passiva

O método de captura variou de acordo com as características do local de amostragem. Em ambientes lênticos ou semilênticos foi utilizada captura ativa, enquanto a captura passiva foi empregada em ambientes lóticos.

Captura ativa: Nesta modalidade foram utilizadas redes de ictioplâncton com formato cônico, com malha 0,5 mm, área de 0,1963 m² e fluxômetro acoplado no centro da boca da rede. As redes foram arrastadas na subsuperfície por uma embarcação em baixa e constante velocidade, durante 10 minutos (Figura IV).

Captura passiva: Na captura passiva as redes foram dispostas na subsuperfície transversalmente aos rios. Para isto uma corda foi amarrada de uma margem à outra e as redes foram mantidas submersas pelo tempo padronizado (Figura V).

Captura com rede de arrasto e peneira: Também foram utilizados no protocolo amostral redes de arrasto e peneira, ambos confeccionados com malha de 0,5mm, totalizando 6,36 m². Os equipamentos foram introduzidos embaixo da vegetação aquática flutuante e marginal, quando presentes e erguidos rapidamente, seguida da separação larvas e juvenis do material vegetal.



Figura 4 - Amostragem de ovos e larvas de peixes com captura ativa.



Figura 5 - Amostragem de ovos e larvas de peixes com captura passiva.

Após a coleta foi adicionada em cada amostra uma solução de eugenol (50 mg/l), afim de anestesiá-la. Após a eutanásia, foi acrescentada solução de formalina 4% tamponada com carbonato de cálcio (CaCO₃), para a fixação do material biológico utilizado em estudos ecológicos e taxonômicos.

Para estudos genéticos (DNA BARCODING), após a obtenção do material oriundo das redes de plâncton, o conteúdo foi conservado em álcool etílico absoluto 99,5% PA, colocando-se a amostra coletada imediatamente em um pote junto com o mesmo. Para os estudos citogenéticos, as larvas e juvenis capturados foram acondicionados em caixa térmica, mantidos vivos com o auxílio de bomba de oxigenação portátil e, posteriormente estes foram encaminhados ao laboratório para realização dos procedimentos de análise.

4.0 - RESULTADOS

A fim de diagnosticar as principais áreas de atividade reprodutiva de peixes das regiões do baixo e do médio rio Paranapanema, utilizou-se das amostragens e análises ecológicas e genéticas de ovos, larvas e juvenis. Foram registradas sete ordens, 28 famílias e 116 espécies. Characiformes e Siluriformes foram as ordens mais representativas, com 54 e 38 espécies, respectivamente.

Com relação ao comportamento reprodutivo (sensu AGOSTINHO et al., 2003a), foram encontradas 19 espécies migradoras de longa distância (que se deslocam em trechos superiores a 100 km para reprodução), 21 migradoras de curta distância, e 76 residentes (com comportamento sedentário) (Tabela 2).

Tabela 2 - Composição taxonômica (identificada pelo método tradicional e por análise do DNA Barcoding) e períodos de desenvolvimento (ovos, larvas e juvenis) da ictiofauna capturada no baixo e médio rio Paranapanema durante os períodos reprodutivos de setembro de 2012 a abril de 2015. *Espécies consideradas não nativas da bacia do rio Paranapanema. Classificação taxonômica de acordo com Reis et al., 2003.

	Baixo			Médio		
	Ovos	Larvas	Juvenis	Ovos	Larvas	Juvenis
Characiformes						
Parodontidae						
1. <i>Apareiodon affinis</i> (Steindachner, 1879)		X	X	X		X
2. <i>Apareiodon ibitiensis</i> Amaral Campos, 1944			X			
3. <i>Apareiodon piracicabae</i> (Eigenmann, 1907)		X		X	X	
Curimatidae						
4. <i>Cyphocharax modestus</i> (Fernández-Yépez, 1948)				X		
5. <i>Cyphocharax nagelii</i> (Steindachner, 1881)				X		
6. <i>Steindachnerina insculpta</i> (Fernández-Yépez, 1948)						X
Prochilodontidae						
7. <i>Prochilodus lineatus</i> (Valenciennes, 1837)				X	X	X
Anostomidae						
8. <i>Leporinus amblyrhynchus</i> Garavello & Britski, 1987			X	X	X	
9. <i>Leporinus friderici</i> (Bloch, 1794)	X		X	X	X	X
10. * <i>Leporinus macrocephalus</i> Garavello & Britski, 1988				X		X
11. <i>Leporinus obtusidens</i> (Valenciennes, 1837)		X	X	X	X	X
12. <i>Leporinus octofasciatus</i> Steindachner, 1915	X		X	X	X	X
13. <i>Leporinus paranensis</i> Garavello & Britski, 1987				X		
14. <i>Leporinus piavussu</i> Britski, Birindelli & Garavello, 2012	X		X	X	X	X
15. <i>Leporinus</i> spp.		X	X			X
16. <i>Schizodon intermedius</i> Garavello & Britski, 1990	X	X		X		
17. <i>Schizodon nasutus</i> Kner, 1858		X	X	X	X	X
18. <i>Schizodon</i> spp.		X				
Crenuchidae						
19. <i>Characidium</i> aff. <i>zebra</i> Eigenmann, 1909			X			
Characidae						
20. * <i>Aphyocharax dentatus</i> Eigenmann & Kennedy, 1903			X			
21. <i>Aphyocharax</i> spp.			X			
22. <i>Astyanax altiparanae</i> Garutti & Britski, 2000		X	X		X	X
23. <i>Astyanax bockmanni</i> Vari & Castro, 2007			X	X	X	X
24. <i>Astyanax</i> aff. <i>fasciatus</i> (Cuvier, 1819)						X
25. <i>Astyanax</i> aff. <i>paranae</i> Eigenmann, 1914						X
26. <i>Astyanax</i> spp.			X			
27. * <i>Bryconamericus</i> cf. <i>exodon</i> Eigenmann, 1907		X				
28. <i>Bryconamericus iheringii</i> (Boulenger, 1887)			X		X	X
29. <i>Bryconamericus stramineus</i> Eigenmann, 1908			X	X	X	X
30. <i>Bryconamericus</i> spp.	X	X			X	

31. <i>Galeocharax knerii</i> (Steindachner, 1879)			X	X	X	X
32. <i>Hemigrammus marginatus</i> Ellis, 1911			X			X
33. * <i>Hyphessobrycon eques</i> (Steindachner, 1882)			X			X
34. <i>Moenkhausia intermedia</i> Eigenmann, 1908	X	X	X	X	X	X
35. <i>Oligosarcus paranensis</i> Menezes & Géry, 1983			X			
36. <i>Piabina argentea</i> Reinhardt, 1867			X		X	X
37. <i>Planaltina britskii</i> Menezes, Weitzman & Burns, 2003						X
38. * <i>Roebooides descavadensis</i> Fowler, 1932			X			
39. <i>Serrapinnus notomelas</i> (Eigenmann, 1915)	X	X				X
Bryconidae						
40. <i>Salminus hilarii</i> Valenciennes, 1850			X			
Serrasalminidae						
41. * <i>Metymnis lippincottianus</i> (Cope, 1870)	X	X				
42. <i>Myleus tiete</i> (Eigenmann & Norris, 1900)	X		X		X	X
43. <i>Piaractus mesopotamicus</i> (Holmberg, 1887)				X	X	X
44. <i>Serrasalmus maculatus</i> Kner, 1858			X	X	X	X
45. * <i>Serrasalmus marginatus</i> Valenciennes, 1837	X	X	X	X		X
46. <i>Serrasalmus</i> spp.		X	X		X	
Triporthidae						
47. * <i>Triporthus nematurus</i> (Kner, 1858)				X	X	
48. * <i>Triporthus angulatus</i> (Spix & Agassiz, 1829)		X	X			X
49. * <i>Triporthus</i> spp.		X			X	
Acestrorhynchidae						
50. <i>Acestrorhynchus lacustris</i> (Lütken, 1875)			X			X
Cynodontidae						
51. <i>Rhaphiodon vulpinus</i> Spix & Agassiz, 1829	X					
Erythrinidae						
52. * <i>Hoplias intermedius</i> (Günther, 1864)		X	X	X		
53. <i>Hoplias malabaricus</i> (Bloch, 1794)		X	X	X	X	X
54. <i>Hoplias</i> spp.		X	X		X	X
Siluriformes						
Cetopsidae						
55. <i>Cetopsis gobioides</i> Kner, 1858			X	X	X	
Callichthyidae						
56. <i>Hoplosternum littorale</i> (Hancock, 1828)	X	X			X	X
57. <i>Corydoras paleatus</i> (Jenyns, 1842)					X	
58. <i>Corydoras</i> cf. <i>difluviatilis</i> Britto & Castro, 2002			X			
Loricariidae						
59. <i>Ancistrus</i> spp.						X
60. <i>Hisonotus insperatus</i> Britski & Garavello, 2003						X
61. <i>Hypostomus ancistroides</i> (Ihering, 1911)			X	X		X
62. <i>Hypostomus</i> cf. <i>paulinus</i> (Ihering, 1905)			X			
63. <i>Hypostomus iheringii</i> (Regan, 1908)						X
64. <i>Hypostomus nigromaculatus</i> (Schubart, 1964)			X			X
65. <i>Hypostomus strigaticeps</i> (Regan, 1908)			X	X		
66. <i>Hypostomus regani</i> (Ihering, 1905)			X	X	X	

67. <i>Hypostomus topavae</i> (Godoy, 1969)						X
68. <i>Hypostomus</i> spp.			X	X	X	X
69. * <i>Loricariichthys platymetopon</i> Isbrücker & Nijssen, 1979		X	X	X	X	X
70. <i>Loricariichthys</i> spp.		X				
71. * <i>Pterygoplichthys ambrosetii</i> (Holmberg, 1893)	X		X			X
72. <i>Rineloricaria pentamaculata</i> Langeani & de Araujo, 1994						X
73. <i>Rineloricaria</i> spp.						X
Heptapteridae						
74. <i>Cetopsorhamdia iheringi</i> Schubart & Gomes, 1959			X	X		X
75. <i>Heptapterus</i> spp.					X	
76. <i>Imparfinis borodini</i> Mees & Cala, 1989			X			
77. <i>Imparfinis schubarti</i> (Gomes, 1956)						X
78. <i>Pimelodella avanhandavae</i> Eigenmann, 1917						X
79. <i>Pimelodella</i> spp.	X					
80. <i>Rhamdia quelen</i> (Quoy & Gaimard, 1824)		X				X
Pimelodidae						
81. <i>Iheringichthys labrosus</i> (Lütken, 1874)	X	X		X	X	
82. <i>Megalonema platanum</i> (Günther, 1880)				X		
83. <i>Pimelodus microstoma</i> Steindachner, 1877				X	X	
84. <i>Pimelodus maculatus</i> Lacepède, 1803	X	X		X	X	X
85. <i>Pimelodus</i> spp.	X	X		X	X	
86. <i>Pinirampus pinirampu</i> (Spix & Agassiz, 1829)				X	X	
87. <i>Pseudoplatystoma corruscans</i> (Spix & Agassiz, 1829)			X	X		X
88. * <i>Sorubim lima</i> (Bloch & Schneider, 1801)				X		X
89. <i>Steindachneridion scriptum</i> (Miranda Ribeiro, 1918)				X		X
Auchenipteridae						
90. * <i>Auchenipterus osteomystax</i> (Miranda Ribeiro, 1918)	X	X	X			
91. <i>Tatia neivai</i> (Ihering, 1930)		X	X	X	X	X
92. * <i>Trachelyopterus galeatus</i> (Linnaeus, 1766)		X	X			X
Gymnotiformes						
Gymnotidae						
93. <i>Gymnotus carapo</i> Linnaeus, 1758			X		X	
94. * <i>Gymnotus omarorum</i> Richer-de-Forges, Crampton & Albert, 2009			X			
95. <i>Gymnotus</i> spp.		X	X		X	X
Sternopygidae						
96. <i>Eigenmania trilineata</i> López & Castello, 1966			X		X	X
97. <i>Eigenmania</i> spp.		X	X		X	
98. <i>Sternopygus macrurus</i> (Bloch & Schneider, 1801)		X	X			X
Rhamphichthyidae						
99. * <i>Rhamphichthys hahni</i> (Meinken, 1937)		X				
Hypopomidae						
100. * <i>Brachyhypopomus</i> spp.			X			
Apteronotidae						
101. <i>Apteronotus</i> cf. <i>caudimaculosus</i> (de Santana, 2003)			X			
Cyprinodontiformes						
Poeciliidae						

102. <i>Phalloceros harpagos</i> Lucinda, 2008	X	X			X
103. * <i>Poecilia reticulata</i> Peters, 1859				X	X
Symbranchiformes					
Synbranchidae					
104. <i>Symbranchus marmoratus</i> Bloch, 1795	X	X			X
Perciformes					
Sciaenidae					
105. * <i>Plagioscion squamosissimus</i> (Heckel, 1840)	X	X	X	X	X
Cichlidae					
106. * <i>Astronotus crassipinnis</i> (Heckel, 1840)			X		X
107. * <i>Cichla kelberi</i> Kullander & Ferreira, 2006			X		X
108. <i>Cichlasoma paranaense</i> Kullander, 1983			X	X	
109. <i>Crenicichla britskii</i> Kullander, 1982			X		X
110. <i>Crenicichla haroldoi</i> Luengo & Britski, 1974			X		X
111. <i>Crenicichla</i> spp.				X	
112. <i>Geophagus brasiliensis</i> (Quoy & Gaimard, 1824)			X	X	X
113. * <i>Laetacara araguaiaie</i> Ottoni & Costa, 2009			X		
114. * <i>Oreochromis niloticus</i> (Linnaeus, 1758)	X	X		X	X
115. * <i>Satanoperca pappaterra</i> (Heckel, 1840)			X		
Pleuronectiformes					
Achiridae					
116. * <i>Catathyridium jenynsii</i> (Günther, 1862)	X	X	X		

5.0 - CONCLUSÕES

Constatou-se a presença de 27 espécies não nativas da bacia do Paranapanema, o que traz preocupação quanto a impactos advindos dessas introduções caso elas se tornem invasoras, haja vista que correspondem a 23% de todas as espécies amostradas. A introdução de espécies em novos ambientes é responsável pela diminuição ou extinção de peixes nativos (PELICICE; AGOSTINHO, 2009). Espécies invasoras são reconhecidas por interferirem nos estágios iniciais de vida de espécies nativas, por predarem-nas e por consumirem seus itens alimentares (HOLT, 2002; GARCIA et al., 2014b). Elas também podem ocupar ou modificar áreas de desova ou de crescimento, que são utilizadas para alimentação, repouso ou refúgio de predadores, além de dispersarem doenças e parasitos (CASIMIRO et al., 2010).

A identificação das espécies que estão consolidando o seu ciclo reprodutivo na bacia do rio Paranapanema, associada aos dados ecológicos irão oferecer subsídios mais contundentes em relação ao manejo das populações, por exemplo, sugerindo aqueles peixes nativos que requereriam maiores esforços em relação, ao repovoamento, quando e onde realizar a soltura das larvas e/ou juvenis, possibilitando melhor aproveitamento dos investimentos, bem como diminuição dos recursos exigidos para sua aplicação.

A utilização do DNA barcoding para análise dos produtos reprodutivos das espécies de peixes da bacia do rio Paranapanema se mostrou de extrema eficiência a partir de ovos e larvas, contribuindo positivamente na caracterização de áreas de desova de espécies ameaçadas, bem como indicando alguns pontos de amostragem com predominância de espécies invasoras. Além disso, os dados obtidos em relação à diversidade molecular, e inclusive cromossômica, destacaram alguns grupos de espécies que ainda não receberam maior atenção.

O estudo denota que abordagens integradas permitem melhor descrição e caracterização do ictioplâncton, e por ser mais preciso, devem ser adotadas em futuras propostas, visando melhor compreensão dos ambientes impactados, das comunidades e, portanto, na orientação de planos de conservação viáveis.

6.0 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

(1) Agostinho, A. A.; Gomes, L. C.; Suzuki, H. I.; Júlio Jr., H. F. Migratory fishes of the upper Paraná River basin, Brazil. In: CAROLSFELD, J.; HARVEY, B.; ROSS, C.; BAER, A. Migratory fishes of South America: biology, fisheries and conservation status. Victoria: IDRC-World Bank Fisheries Trust, 2003a. p.19-98.

(2) BAGENAL, T. B.; BRAUM, E. Eggs and early life history. In: BAGENAL, T. B. (Ed.). Methods for assessment of fish production in freshwaters. 3. ed. Oxford: Blackwell Scientific, p. 165-201, 1978.

- (3) CASATTI, L. Fish assemblage structure in a first order stream, Southeastern Brazil: longitudinal distribution, seasonality and microhabitat diversity. *Biota Neotropica*, v. 5, n. 1, p. 75-83, 2005.
- (4) CASIMIRO, A. C. R.; ASHIKAGA, F. Y.; KURCHEVSKI, G.; ALMEIDA, F. S.; ORSI, M. L. Os impactos das introduções de espécies exóticas em sistemas aquáticos continentais. *Boletim da Sociedade Brasileira de Limnologia*, v. 38, p. 12, 2010.
- (5) CASTRO, R. M. C.; VARI R. P. Family Prochilodontidae. In: REIS R. E.; KULLANDER, S. O.; FERRARIS JR., C. J. Check list of the freshwater fishes of South and Central America. Porto Alegre, EDIPUCRS, 729 p., 2003.
- (6) CASTRO, R. M. C.; CASATTI, L.; SANTOS, H. F.; FERREIRA, K. M.; RIBEIRO, A. C.; BENINE, R. C.; DARDIS, G. Z. P.; MELO, A. L. A.; STOPIGLIA, R.; ABREU, T. X.; BOCKMANN, F. A.; CARVALHO, M.; GIBRAN, F. Z.; LIMA, F. C. T. Estrutura e composição da ictiofauna de riachos do rio Paranapanema, Sudeste e Sul do Brasil. *Biota Neotropica*, v. 3, n. 1, p. 1-31, 2003.
- (7) COSTA, A. D. A. Reservatórios e afluentes, diferentes biótopos e as relações entre a ocorrência e distribuição de ictioplâncton e juvenis em um rio fragmentado na bacia do Alto rio Paraná, Brasil. 2014. 54 fls. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina.
- (8) FROESE, R.; PAULY, D. (Eds.). 2015. FishBase. World Wide Web electronic publication. Disponível em: www.fishbase.org, version (10/2015).
- (9) GARCIA, D. A. Z. Recrutamento de peixes em diferentes biótopos da bacia do baixo rio Paranapanema, Brasil. 2014a. 47 fls. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina.
- (10) GARCIA, D. A. Z.; COSTA, A. D. A.; LEME, G. L. A.; ORSI, M. L. 2014. Biology of black bass *Micropterus salmoides* (Lacepède, 1802) fifty years after the introduction in a small drainage of the Upper Paraná River basin, Brazil. *Biodiversitas*, v. 15, n. 2, p. 180-185, 2014b.
- (11) HOLT, G. J. Human impacts. In: FUJMAN, L. A.; WERNER, R. G. *Fisherie Science: the unique contributions of early life stages*. Oxford: Blackwell Science. 2002. p. 222-242.
- (12) HUECK, K.; SEIBERT, P. *Vegetationskarte Von Südamerika*. Band IIa. Fischer, Stuttgart, 1981. 90 p.
- INSTITUTO FLORESTAL. Parque Estadual do Morro do Diabo: plano de manejo. Santa Cruz do Rio Pardo: Editora Viena, 2006. 312 p.
- (13) INVENTÁRIO FLORESTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. Instituto Florestal, Governo do Estado de São Paulo e Secretaria do Meio Ambiente, São Paulo. 1993. 199 p.
- (14) KENDALL JR., A. W.; AHLSTROM, E. H.; MOSER, H. G. Early life history stages of fishes and their characters. In: United States. National Marine Fisheries Service; American Society of Ichthyologists and Herpetologists. *Ontogeny and systematics of fishes: based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom*. American Society of Ichthyologists and Herpetologists, c1984. p. 11-22. (Special publication/American Society of Ichthyologists and Herpetologists, ISSN 0748-0539; n.1). 1984.
- (15) MILLER, B. S.; KENDALL JR., A. W. *Early life history of marine fishes*. Berkeley, Calif.: University of California Press, 2009. xii, 364 p., ill.
- (16) PELICICE, F. M.; AGOSTINHO, A. A. Fish fauna destructions after the introduction of a non-native predator (*Cichla kelberi*) in a Neotropical reservoir. *Biological Invasions*, v. 11, p. 1789-1801, 2009.
- (17) SAMPAIO, T. Relato sobre os estudos efetuados nos rios Itapetininga e Paranapanema. *Revista do Instituto de Geografia e Geologia*, v. 2, p. 30-81, 1944.

7.0 - DADOS BIOGRÁFICOS



Norberto Castro Vianna, natural de Ourinhos SP, em 08 de julho de 1967. Graduação em Biologia, Faculdades Integradas de Ourinhos, concluído em 1991; Especialização em Ciências e Questões Ambientais, Faculdades Integradas de Ourinhos, concluído em 2000; MBA em Gestão Empresarial, FGV, concluído em 2012; Mestrado em Ciências Biológicas (Zoologia), UNESP de Botucatu, concluído em 2004; Doutorado em Ciências Biológicas (Zoologia), UNESP de Botucatu, concluído em 2008; Pós Doutorado em Biodiversidade e Conservação de Habitats Fragmentados, UEL – Universidade Estadual de Londrina, concluído em 2015.

Miguel Conrado Filho

Consultor de Meio Ambiente da Empresa CTG Brasil, experiência na área de Meio Ambiente, com ênfase em: 1) Gerenciamento de Riscos e Conflitos Ambientais. 2) Elaboração e execução de projetos limnológicos e ictiológicos. 3) Licenciamento Ambiental de Hidrelétricas. 4) Piscicultura e reprodução de peixes em cativeiro. 5) Manejo de fauna exótica invasora 6) Controle e combate do mexilhão-dourado (*Limnoperna fortunei*). 8) Gerenciamento de Projetos de Pesquisa e Desenvolvimento. 9) Estudos de Viabilidade para Construção de Hidrelétricas. 10) Perícias Judiciais Ambientais.