

1 PARASITOS MIXOSPORÍDEOS EM CACHARA, TAMBAQUI, TAMBACU E
2 TAMBATINGA
3

4 Catarina Cypriano GARCIA¹; Juliana Rosa CARRIJO MAUAD²

5 ¹Graduanda do Curso de Ciências Biológicas, Universidade Federal da Grande Dourados,
6 Dourados-MS. catarinacgarcia@hotmail.com

7 ² Professora adjunta do Curso de Ciências Biológicas, Universidade Federal da Grande
8 Dourados, Dourados-MS.

9
10 **RESUMO**

11 O presente trabalho teve por objetivo analisar a presença de parasitos *mixosporídeos*
12 em espécimes de cachara (*P. reticulatum*), tambaqui (*C. macropomum*), tambacu e tambatinga,
13 para tal realizaram-se duas coletas nos meses de maio e novembro de 2011. Nas cacharas
14 analisou-se raspados de tegumento e brânquias a fresco, totalizando 10 amostras. Nas
15 demais espécies analisou-se os tecidos; baço, fígado e rim, os peixes foram anestesiados em
16 óleo de cravo a concentração de 50 mg/L, em seguida sacrificados por comoção cerebral e
17 então eviscerados e confeccionados os imprints totalizando 10 amostras por espécie, e 3
18 imprints por amostra. Os imprints foram analisados em microscopia óptica no aumento de
19 100 vezes. Os resultados foram positivos para parasitos do gênero *Henneguya* no tegumento
20 das cacharas , e um espécime de tambacu apresentou o gênero *Myxobolus* no baço.

21 **Palavras-chave** : *Henneguya*, *Myxobolus*, tanque-rede, tanque escavado
22

23 **ABSTRACT**
24

25 This study aimed to analyze the presence of parasites in specimens mixosporídeos
26 cache (*P. reticulatum*), tambaqui (*C. macropomum*), tambacu tambatinga and, for that there
27 were two collections in May and November 2011. In the caches we analyzed the integument
28 and gills scraped fresh, totaling 10 samples. In other species, we analyzed tissues, spleen,
29 liver and kidney, fish were anesthetized in clove oil concentration of 50 mg / L, then
30 sacrificed by concussion and then gutted and the imprints made a total of 10 samples per
31 species, imprints and 3 per sample. The imprints were analyzed by optical microscopy at
32 100-fold increase. The results were positive for parasites of the genus *Henneguya* the
integument of the caches, and a specimen of the genus *Myxobolus* tambacu presented in the

spleen.

Keywords: Henneguya, Myxobolus, cages, tanks excavated

INTRODUÇÃO

O Brasil apresenta um grande potencial para a aqüicultura com características importantes e essenciais para um bom desempenho do setor, tais como: abundância de recursos hídricos, espaço territorial, condições climáticas favoráveis e principalmente energia solar na maior parte do território, tais aspectos positivos permitem ao país um desenvolvimento crescente da piscicultura nos últimos anos (CASTAGNOLLI, 1992). Segundo dados divulgados pelo MPA em 2010, em 2009 o país apresentou produção de 415 mil toneladas, tendo crescido 35% desde 2003.

A produção de peixes de água doce pode ser desenvolvida em diferentes sistemas de produção, dentre eles destacam-se a criação de peixes em tanques do tipo escavado ou viveiros e tanques rede. Os tanques em piscicultura, são reservatórios, geralmente pequenos, de alvenaria, plástico ou de fibra de vidro, já os viveiros são geralmente naturais, de fundo e paredes de terra e necessitam maiores cuidados para a manutenção (CASTAGNOLLI, 1992).

A criação de peixes em tanques-rede ou gaiolas é classificada como um sistema intensivo de produção, onde se tem alta taxa de renovação hídrica, a qual visa manter a qualidade da água dentro dos tanques rede, assim como remover os metabólitos e dejetos produzidos pelos peixes (COLT e MONTGOMERY, 1991). Dentre seus fatores positivos destacam-se: menor investimento inicial, se comparados a viveiros escavados, são cerca de 60% a 70% mais baratos, maior estabilidade das propriedades físicas e químicas da água, maior facilidade na movimentação dos peixes, intensificação da produção, facilidade de observação, redução no manuseio dos peixes e diminuição dos custos com tratamentos de doenças (FURLANETO *et al.*, 2006).

SCHMITTOU (1997) apresentou algumas desvantagens como: necessidade de fluxo constante de água; risco de perda na produção caso haja rompimento da tela da gaiola, e possibilidade de introdução de doenças e/ou peixes no ambiente, prejudicando a população natural.

O início da piscicultura brasileira foi baseada na produção de espécies exóticas como a tilápia (*Oreochromis niloticus*), e as carpas (*Cyprinus carpio*) em tanques escavados (cultivo semi-intensivo) muitas delas importadas na década de 90. Porém, o Brasil possui inúmeras espécies nativas viáveis ao cultivo, mas sua produção ainda é minimizadas devido a falta de

66 estudos, o que acaba tornando o cultivo mais caro. As principais espécies nativas brasileiras
67 com potencial produtivo são: jundiá (*Rhamdia quelen*), piavuçu (*Leporinus macrocephalus*),
68 curimatá (*Prochilodus lineatus*), pacu (*Piaractus mesopotamicus*), tambaqui (*Colossoma*
69 *macropomum*), piapara (*Leporinus elongatus*), piracanjuba (*Brycon orbignyianus*) e o matrinxã
70 (*Brycon amazonicus*), (LOSCH et al., 2009) , este último considerado por GRAEF et al., (1987)
71 uma das espécies de maior importância , devido a sua carne nobre e seu alto potencial de
72 crescimento.

73 Já na região centro oeste especificamente no Mato Grosso e Mato Grosso do Sul o
74 *Pseudoplatystoma reticulatum* (cachara), espécie migratória de água doce, atualmente encontra-
75 se em crescente aumento de produção, devido a seu valor econômico elevado o que faz a
76 espécie interessante para a piscicultura (FERNANDES et al., 2011). Também possui grande
77 importância ecológica, pois nas regiões em que ocorrem (América do sul) são abundantes e
78 predadores (CAMPOS et al., 2008).

79 Segundo dados do Ministério da Pesca e Aquicultura (2010) a espécie de tambaqui
80 (*Colossoma macropomum*) se apresentou com uma produção de 46.454 toneladas em 2009. Esta
81 espécie é pertencente à família Characidae e subfamília Serrasalmina e é hoje a principal
82 espécie de importância comercial da Amazônia. São peixes nativos das bacias dos rios
83 Solimões, Amazonas e Orinoco, sendo amplamente distribuído na parte tropical da América
84 do Sul e da Amazônia Central. O tambaqui é considerado o segundo maior peixe de escama
85 da América do Sul e chega a atingir até 90 cm e 30 kg (ISAAC e RUFINO, 2000). Segundo
86 RANZANI-PAIVA et al. (1999) esta espécie tem como maior restrição à criação, a
87 temperatura, pois desenvolve-se muito lentamente em temperaturas abaixo de 22° C e pode
88 morrer quando abaixo de 16° C.

89 O tambacu é um híbrido proveniente do cruzamento entre a fêmea de tambaqui e o
90 macho de *Piaractus mesopotamicus* (pacu), foi desenvolvida com o objetivo de aumentar seu
91 potencial de crescimento, ter resistência a menores temperaturas e às adversidades do
92 ambiente (MORAES et al., 2006). No Brasil, o estado de Mato Grosso é o maior produtor de
93 tambacu com 5.987 toneladas e uma receita de R\$ 21.555.000 em 2007 (MPA, 2010).

94 O tambatinga também é um híbrido do cruzamento da fêmea do tambaqui com o
95 macho de pirapitinga (*Piaractus branchipomum*), foi desenvolvida para se ter, quando
96 comparado à seus progenitores; uma maior resistência e capacidade de adaptar-se às
97 diferentes condições ambientais (GUERRA et al., 1992).

98 Segundo FIGUEIREDO e LEAL (2008), um dos mais relevantes fatores que impedem
99 o aumento da produtividade piscícola no Brasil são os aspectos sanitários da produção que
100 podem levar a causa de doenças infecciosas e parasitárias, e a falta de estrutura para
101 diagnósticos precisos dessas doenças, que podem ser responsáveis pela mortalidade dos
102 peixes e perdas na produção.

103 MARTINS *et al.* (2011) salienta ainda que os peixes estão sujeitos à imunossupressão,
104 devido ao estresse crônico a que são submetidos com a alta densidade populacional no
105 regime de confinamento. O manejo de cultivo e a degradação da água por produtos de
106 excreção ou tóxicos também podem tornar os peixes menos resistentes às infecções.

107 Os parasitos são os principais agentes etiológicos causadores de grandes prejuízos nas
108 produções, uma vez que estão constantemente presentes nas criações e devido ao
109 desequilíbrio hospedeiro-ambiente que pode ser desencadeado por inúmeros fatores
110 influenciando direta ou indiretamente, tal desarmonia resulta em animais doentes. Várias
111 classes de parasitos podem ser consideradas relevantes, sendo uma delas os Myxozoos. Tais
112 parasitos podem acometer tanto peixes de água doce como marinhos, além de parasitar,
113 mesmo que raramente anfíbios e répteis (EIRAS *et al.*, 2006).

114 Dentre os mixosporídeos os gêneros mais comumente encontrados tanto em
115 espécies marinhas como de água doce são: *Henneguya*, *Myxobolus* e *Kudoa* (LUQUE, 2004). No
116 Brasil os gêneros *Myxobolus* e *Henneguya* estão entre os parasitos mais comuns (ADRIANO *et*
117 *al.*, 2002), na América do Sul são listadas cerca de 32 espécies de *Henneguya* (BARASSA *et al.*,
118 2003), e cerca de 18 espécies do gênero *Myxobolus*, em peixes de água doce (ADRIANO *et al.*,
119 2002; CAMPOS *et al.*, 2008).

120 Os Myxozoos são encontrados na musculatura, órgãos internos e brânquias de peixes,
121 formam cistos que contêm muitos esporos (LUQUE, 2004). KENT *et al.* (2002) relataram que
122 *M. cerebralis* apresenta esporos arredondados com duas cápsulas polares longas, e seu ciclo
123 se realiza em dois hospedeiros: um vertebrado (peixe) e um invertebrado (anelídeo).

124 Já os esporos do gênero *Henneguya*, são alongados com dois filamentos polares
125 longos, formam seus cistos preferencialmente nos filamentos e arcos branquiais, e podem
126 chegar a provocar hiperplasia e hipertrofia dos órgãos infectados (EIRAS *et al.*, 1994).

127 Em cada um dos hospedeiros o esporo possui características diferentes, se
128 desenvolvem na cartilagem do hospedeiro, parasitam principalmente alevinos e causam
129 destruição do tecido que é a principal característica da doença (THOMPSON *et al.*, 2002).

130 A disseminação ocorre principalmente pela transferência artificial de peixes sem os
131 devidos cuidados. Ainda inexistem tratamentos eficazes, o que faz ainda mais importante os
132 métodos profiláticos, como a quarentena dos alevinos, pois podem ainda existir peixes
133 portadores assintomáticos (EIRAS, 1994; PAVANELLI *et al.*, 2002).

134 Atualmente os mixosporídeos são membros do grupo dos metazoários, mas segundo
135 autores como SIDDALL *et al.* (1995) apresentam afinidades com os Cnidaria, e até pouco
136 tempo foram considerados protozoários. Porém mais recentemente os dados tendem a
137 relacioná-los aos Bilateralia (EIRAS *et al.*, 2006).

138 O objetivo do presente trabalho foi avaliar a presença de parasitos mixosporídeos
139 em tecidos e muco de espécimes de cachara, tambaqui, tambacu e tambatinga.

140

141 MATERIAL E MÉTODOS

142

143 As coletas foram realizadas na piscicultura *Delicious Fish*, que localiza-se no
144 município de Sorriso no estado do Mato Grosso (12° 52' 58. 50" S; 55° 49' 22. 95" O), a qual
145 foi fundada em 1998, possui 300 hectares de lâmina d'água (figura 1) e produz 200 toneladas
146 mensais de tambacu. A linha de reprodução, cria e engorda possui 250 tanques-rede (figura
147 2), de 72 m³ de água.



148

149



Figura 1. Vista aérea da piscicultura



Figura 2. Tanques rede da piscicultura

180

181

182

183 *Delineamento experimental*

184

185 Os peixes avaliados eram criados em dois tipos de tanque (tanque rede e escavado),
186 sendo as espécies de cachara (G1) em tanque escavado (Figura 3), tambaqui (G2), tambacu
187 (G3) e tambatinga (G4), dispostas em tanque rede.

188 As amostras da espécie *Pseudoplatystoma reticulatum* (cachara) foram colhidas através
189 de raspado de tegumento (Figura 4) e brânquias, totalizando 10 peixes avaliados. Os
190 raspados foram observados a fresco. Dos peixes redondos foram avaliados 10 animais de
191 cada grupo (G2, G3 e G4), totalizando 30 amostras. Estes animais foram anestesiados com
192 solução de óleo de cravo (Figura 5) a concentração de 50 mg/L , para tal utilizou-se solução
193 etanólica à 5% de óleo de cravo comercial, e posteriormente sacrificados através de comoção
194 cerebral e então eviscerados.

195 Foram confeccionadas três lâminas (*imprints*) por peixe, uma de cada tecido (baço,
196 fígado e rim), que foram fixadas com metanol por cinco minutos e então coradas com Giemsa
197 na diluição de duas gotas de Giemsa para cada ml de água destilada, após foram avaliadas
198 através de microscopia óptica no aumento de 1000 vezes.



(Carrijo Mauad, 2011)

200

Figura 3. Tanque escavado de cachara.

201

202



(Carrijo Mauad, 2011)

203

Figura 4. Colheita de raspado de tegumento e brânquias de cachara.

204

205



(Carrijo Mauad, 2011)

206

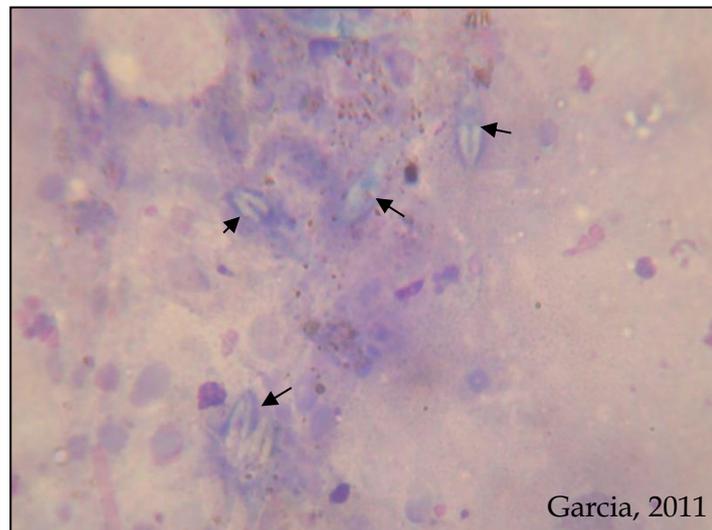
Figura 5. Anestesia em óleo de cravo.

207

208 **RESULTADOS E DISCUSSÃO**

209 Dentre as cacharas, foi observado a presença do parasito *Henneguya* na brânquia de
210 três animais, sendo que um deles apresentou alta densidade de parasitos na brânquia
211 (figuras 6 e 7). Em trabalho realizado por CAMPOS *et al.* (2008) com a espécie em ambiente
212 natural, foi encontrado parasitos de pelo menos um dos gêneros; *Henneguya* sp. e/ou
213 *Myxobolus* sp., em todas as amostras de brânquias coletadas, e também encontrado
214 mixosporídeos do gênero *Myxobolus* sp. nos tecidos baço, fígado e rim. MARTINS *et al.* (2002)
215 considerou o parasito da espécie *Henneguya piaractus* como a terceira mais prevalente nos
216 peixes do estado de São Paulo, com uma incidência de 34,2 %. Já TAVARES-DIAS *et al.* (2001)
217 observaram o parasito nas brânquias da espécie *Piaractus mesopotanicus*, oriundos de pesque-
218 pague.

219



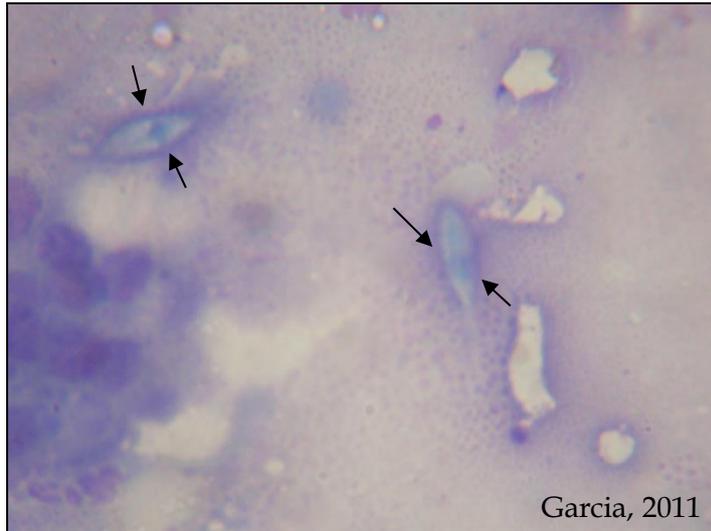
220

221

222

223

Figura 6. *Henneguya* em brânquia de cachara.



224

225

226

Figura 7. *Henneguya* em brânquia de cachara.

227

228

229

230

231

232

233

234

235

De todas as lâminas de tecidos avaliadas nas espécies de tambaqui, tambacu e tambatinga, somente em tambacu no baço foi encontrado a presença de um parasito do gênero *Myxobolus* (Figura 8). Em trabalho realizado por MACIEL *et al.* (2011), foi descrito o *Myxobolus colossomati*, encontrado em extensões sanguíneas realizadas com juvenis de tambaqui em tanque-rede e escavado, já TAVARES-DIAS *et al.* (2001), relataram o parasito em brânquias de *Piaractus mesopotamicus* provenientes de pesque-pague. CAMPOS *et al.* (2008) observaram parasitos do gênero *Myxobolus* nas espécies de pacu, cachara e curimatás oriundos de ambiente natural.



236

237

238

Figura 8: *Myxobolus* no baço de tambacu.

239 **Considerações Finais**

240 Conclui-se com o presente trabalho que a presença dos parasitos dos gêneros
241 *Henneguya* e *Myxobolus* foi positiva nas espécies de Cachara e Tambacu, entretanto futuras
242 investigações neste mesmo ambiente e espécies de peixe devem ser realizadas,
243 preferencialmente de maneira contínua para a melhor investigação epidemiológica e
244 avaliação das ações do parasito no hospedeiro, bem como sua interferência na produção.

245

246 **REFERÊNCIAS**

247

248 ADRIANO, E.A.; ARANA, S. e CECCARELLI, P.S.; CORDEIRO, N.S. 2002 Light and
249 scanning electron microscopy of *Myxobolus porofilus* sp. n. (Myxosporea: Myxobolidae)
250 infecting the visceral cavity of *Prochilodus lineatus* (Pisces: Characiformes; Prochilodontidae)
251 cultivated in Brazil. *Folia Parasitologica*, 49: 259-262.

252

253 ADRIANO, E.A.; CECCARELLI, P.S. ; CORDEIRO, N.S. 2002 Prevalência de parasitos do filo
254 Myxozoa em pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (Osteichthyes: Characidae) em rios do Pantanal
255 Mato-grossense, . *Boletim Técnico do CEPTA*, Brasil, 15: 31-38.

256

257 BARASSA, B.; ARANA, S.; CORDEIRO, N.C. 2003 A new species of *Henneguya*, a gill
258 parasite of *Astyanax altiparanae* (Pisces: Characidae) from Brazil, with comments on
259 histopathology and seasonality. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, 98: 761-
260 765.

261

262 CAMPOS, C. M.; FONSECA, V. E.; TAKEMOTO, R. M.; MORAES, F. R. 2008 Fauna
263 parasitária de cachara *Pseudoplatystoma fasciatum* (Siluriforme: Pimelodidae) do Rio
264 Aquidauana, Pantanal Sul Mato-Grossense, Brasil. *Acta Sci Biol. Sci*, Maringá, 30 (1), 91-96.

265

266 CAMPOS, C.M., MORAES, J.R.E. ; MORAES, F.R. 2008 Histopatologia de fígado, rim e baço
267 de *Piaractus mesopotamicus*, *Prochilodus lineatus* e *Pseudoplatystoma fasciatum* parasitados por
268 myxosporídios, capturados no rio Aquidauana, Mato Grosso do Sul, Brasil. *Revista Brasileira
269 de Parasitologia Veterinária* 17: 200–205.

270

271 CASTAGNOLLI, N.1992 Criação de peixes de água doce. Jaboticabal: FUNEP, 189p.
272

273 COLT, J. e MONTGOMERY, J. M. 1991 Aquacultura production system. *Journal of Animal*
274 *Science*, 69 : 4183-4192.
275

276 EIRAS, J. C. 1994 *Elementos de Ictioparasitologia*. Fundação Eng. António de Almeida, Porto,
277 339.

278 EIRAS, J. C.; TAKEMOTO, R. M. ; PAVANELLO, G. C. 2006 Métodos de estudo e técnicas
279 laboratoriais em parasitologia de peixes, 2ª edição, Universidade Estadual de Maringá, 73.
280

281 FERNANDES, T. C. L.; CAMPOS, C. F. M. 2011 Monogeneas de *Pseudoplatystoma*
282 (Siluriformes : Pimelodidae) oriundos de pisciculturas e ambientes naturais, Anais do
283 encontro de iniciação científica ENIC , v1, n1.
284

285 FIGUEIREDO, H. C. P.; LEAL, C. A. G. 2008 Tecnologias aplicadas em sanidade de
286 peixes. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 37:08-14.
287

288 FURLANETO, F. P. B.; AYROZA, D. M. M. R.; AYROZA, L. M. S. 2006 Custo e rentabilidade
289 da produção de tilápia (*Oreochromis spp.*) em tanque-rede no médio Paranapanema, Estado
290 de São Paulo, safra 2004/05. *Informações Econômicas*, São Paulo, 36: 63-69.
291

292 GRAEF, E. W.; RESENDE, E. K. DE, PETRY, P.; STORTI FILHO, A. 1987 Policultivo de
293 matrinhã (*Brycon sp*) e jaraqui (*Semaprochilodus sp*) em pequenas represas. *Acta Amazonica*,
294 16/17 : 33-42.
295

296 GUERRA, H.F., ALCANTARA; F.B. SANCHEZ, H R, AVALOS ,S. Q. 1992 Hibridacion de
297 Paco, *Parachanna obscura* (Cuvier 1818) por gamitana , *Colossoma mcropomum* (Cuvier
298 1818)em Iquitos- Peru. *Folia Amazonica*.Iquitos, 4(1):107-114.
299

300 ISAAC, V. J.; RUFFINO, M. L. 2000 Informe Estatístico do Desembarque Pesqueiro na
301 Cidade de Santarém, PA: 1992-1993. IBAMA - *Coleção Meio Ambiente, Série Estudos Pesca*, 22:
302 225-280.
303

304 KENT, M. L.; ANDREE, K. B.; BARTHOLOMEW, J. L.; EL- MATBOULI, M.; DESSER, S.S.;
305 DEVLIN, R. H.; FEIST, S. W.; HEDRICK, R. P.; HOFFMANN, R. W.; KHATTRA, J.; S. L.
306 HALLETT; LESTER, R. J. G.; LONGSHAW, M.; PALENZEULA, O.; SIDDALL, M.E.; XIAO,
307 C. 2002 Recent Advances in Our Knowledge of the Myxozoa. *Journal of Eukaryotic*
308 *Microbiology*, 48: 395-413.

309

310 LOSCH, J. A.; BOSCOLO, W. R.; FEIDEN, A.; LORENZ, E. K.; BITTENCOURT, F. 2009
311 Presença de Mexilhão Dourado no trato gastrointestinal de três espécies nativas de peixes
312 cultivada em tanques rede no reservatório de Itaipu, Anais do I Seminário Internacional de
313 Ciência, Tecnologia e Ambiente.

314

315 LUQUE, J. L. 2004 Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. *Revista Brasileira*
316 *de Parasitologia Veterinária*, 13:161-164.

317 MACIEL, P. O.; AFFONSO, E. G.; BOIJINK, C. L.; TAVARES-DIAS, M.; INOUE, L. A. K.
318 A. 2011 Myxobolus sp. (Myxozoa) no sangue circulante de *Colossoma macropomum*. *Revista*
319 *Brasileira de Parasitologia Veterinária*. 20 .

320 MARTINS, A. M. C. R. P. F. ; HIPÓLITO, M. CATROXO, . H. B. 2011 A importância da
321 piscicultura e algumas doenças virais e bacterianas píceas, Centro de P&D de Sanidade
322 Animal , 156.

323

324 MARTINS, M. L.; ONAKA, E. M.; MORAES, F. R.; BOZZO, F. R.; PAIVA, A. M. F. C. ;
325 GONÇALVES, A. 2002 Recentes estudos de infecções parasitárias em peixes cultivados no
326 estado de São Paulo, Brasil. *Acta Scientiarum* .24(4):981-985.

327

328 MORAES, G.; AVILEZ, I. M.; HORI, T.S.F. 2006 Comparison between biochemical responses
329 of the teleost pacu and its hybrid tambacú (*Piaractus mesopotamicus* x *Colossoma macropomum*)
330 to short term nitrite exposure. *Brazilian Journal of Biology* 66(4): 1103-1108.

331

332 MPA, Ministério da Pesca e Aquicultura, Participação da aquicultura no setor pesqueiro
333 nacional. Disponível em: [HTTP://www.mpa.gov.br](http://www.mpa.gov.br). Acessado em 10 dez. 2011.

334

335 PAVANELLI, G.C.; EIRAS J. C.; TAKEMOTO. R. M. 2002 Doenças de peixes. Profilaxia,
336 diagnóstico e tratamento. Editora Universidade Estadual de Maringá, 87.
337

338 RANZANI-PAIVA, M. J. T.; Salles. F. A.; EIRAS. J. C.; EIRAS. A. C.; ISHIKAWA. C. M.;
339 ALEXANDRINO. A. C. 1998/1999 Análises hematológicas de curimatã (*Prochilodus scrofa*),
340 Pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e tambaqui (*Colossoma macropomum*) das estações de
341 piscicultura do instituto de pesca, do estado de São Paulo. *Boletim do Instituto de Pesca*, São
342 Paulo, 25: 77 - 83.
343

344 SIDDALL, M. E.; MARTIN, D. S.; BRIDGE, D.; DESSER, S. S.; CONE, D. K. 1995 The demise
345 of a phylum of protists phylogeny of *Myxozoa* and other parasitic Cnidaria. *The Journal of*
346 *Parasitology*, 81: 961-967.
347

348 SCHMITTOU, H. R. 1997 Produção de peixes em alta densidade em tanques-rede de
349 pequeno volume. *Mogiânia Alimentos e Associação Americana de Soja*, Campinas, 78.
350

351 TAVARES-DIAS, M.; MORAES, F. R.; MARTINS, M. L.; KRONKA, S. N. 2001 Fauna
352 parasitária de peixes oriundos de "pesque-pagues" do município de Franca, São Paulo, Brasil.
353 Metazoários. *Revista Brasileira de Zoologia*. 18:81-95.
354

355 THOMPSON, K.G.; NEHRING, R.B.; BOWDEN, D.C.; WYGANT, T. 2002 Response of
356 rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* to exposure to *Myxobolus cerebralis* above and below a
357 point source of infectivity in the upper Colorado River. *Diseases of Aquatic Organisms*, 49(3):
358 101-178.
359