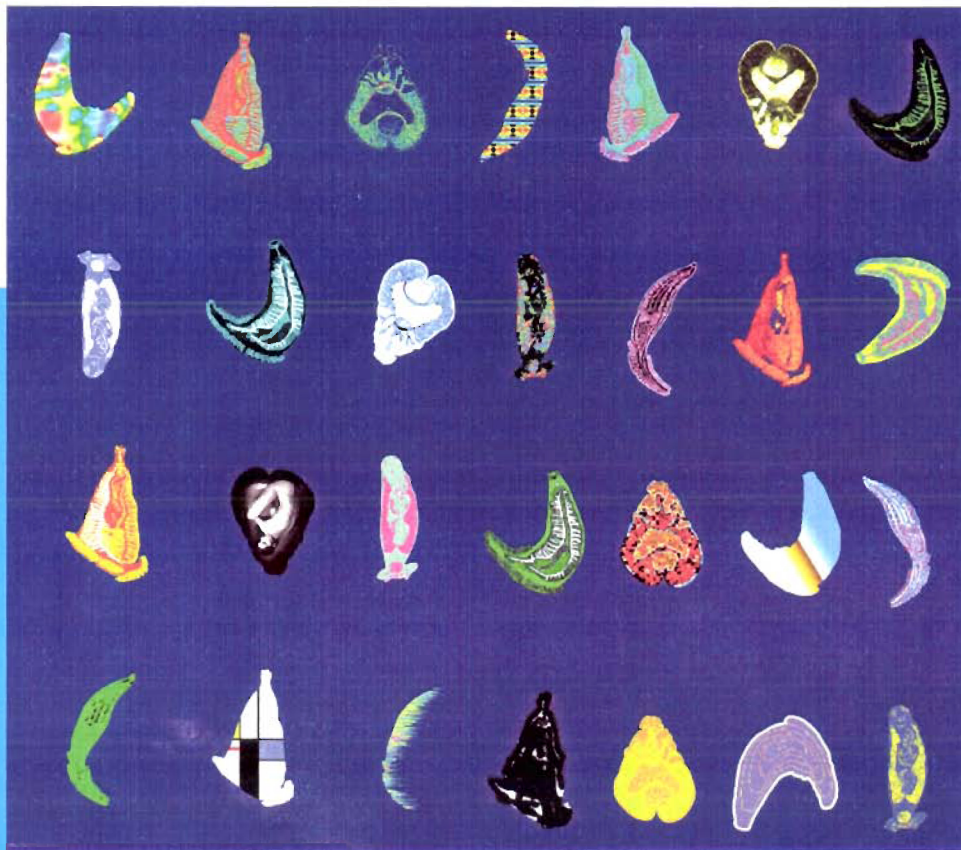


Mémoire de
Diplôme d'Etudes Approfondies:

Systematique de cinq Monogènes de
poissons marins de Nouvelle-Calédonie.



DEA
Sciences Agronomiques

Mars-Septembre 2003

INSTITUT NATIONAL POLYTECHNIQUE DE LORRAINE
ECOLE NATIONALE SUPERIEURE D'AGRONOMIE ET DES INDUSTRIES ALIMENTAIRES

Mémoire présenté par

Charles BEAUFRERE

en vue de l'obtention du

Diplôme d'Etudes Approfondies

Spécialité : Sciences Agronomiques

Systematique de cinq Monogènes de poissons marins de Nouvelle-Calédonie

Stage réalisé sous la direction de Monsieur le Professeur J-L. JUSTINE
UMR 7138 "Systématique, Adaptation, Evolution"
IRD, Nouméa, Nouvelle-Calédonie

Soutenu publiquement le 5 Septembre 2003 devant le jury constitué par:

M. E. BENIZRI
M. F. LAURENT

M. M. SCHIAVON
M. D. VEIN

Professeur à l'ENSAIA, Nancy
Directeur du DEA "Sciences Agronomiques"
ENSAIA, Nancy
Professeur à l'ENSAIA, Nancy
Maître de Conférences, Nancy

« Sans demander à nos classifications plus qu'elles ne peuvent donner, utilisons-les comme un moyen de nous reconnaître au milieu de l'infinie variété des formes et des faits, suivons-les comme on suit les chemins d'une forêt épaisse, s'écartant parfois dans une traverse, mais avec le souci de garder toujours la bonne direction. »

Lucien Chopard, *Le mimétisme*.

« Expliquer, comprendre, pénétrer quelque chose au moins du mystère du monde, soulever au moins un coin du voile d'Isis, il n'est pas, dans le domaine des choses de l'esprit, de joie plus solide et de plus enivrant bonheur que d'avoir pu, fût-ce une seule fois, dans le plus humble domaine et sur le plus infime détail, y parvenir. »

Théodore Monod, *Méharées*.

REMERCIEMENTS

Je tiens tout d'abord à exprimer ma profonde gratitude à Monsieur le Professeur J-L. Justine pour sa disponibilité et sa patience, son sens aiguë de la pédagogie, sa haute idée de la science, et sa société originale des plus divertissantes.

Je remercie cordialement Monsieur le Directeur de recherche B. Richer-de-Forges qui m'a accepté dans son unité « Connaissances des Faunes et Flores Tropicales », et pour ses considérations naturalistes extrêmement motivantes.

J'adresse mes sincères remerciements à Monsieur C. Colin, Directeur du centre IRD de Nouméa, pour son accueil.

Ma reconnaissance va également à Michel Kulbicki pour son aide dans la détermination des poissons et la recherche de certains documents.

Mes remerciements chaleureux à tous les techniciens de l'IRD, en particulier Miguel (excellent ferreur), Sam (toujours dans « l'harmonie... »), Angelo (avant 16 h...), et aux pêcheurs au fusil : Nat, Tom, Gérard, Nico...

Merci Julie, pour tes compétences très profitables à la pêche et ton aide dans les rares emmêlements de ma ligne... Merci Céline pour ta solidarité informatique...

Un grand merci enfin aux arbres qui ont fourni le papier pour les tirages de ce mémoire ; sans eux, rien n'aurait été possible.

RESUME

Cinq Monogènes récoltés dans le cadre de l'inventaire des parasites des poissons marins de Nouvelle-Calédonie sont étudiés dans ce mémoire. Une nouvelle espèce d'*Heteromicrocotyloides* prélevée sur *Carangoides fulvoguttatus* (Carangidae) est décrite. Elle se distingue de la seule espèce actuelle du genre, *H. mirabilis* Rohde, 1977, par les dimensions plus grandes des appareils sexuels et leur nombre d'épines plus important. Quatre études morphologiques suivent: *Heteromicrocotyla australiensis* Rohde, 1977 trouvée sur *Carangoides fulvoguttatus* (Carangidae), *Microcotyle* sp. sur *Lethrinus nebulosus* (Lethrinidae), *Capsaloides istiophori* Yamaguti, 1968 sur *Tetrapturus audax* (Istiophoridae) et *Diplectanum* sp. sur *Epinephelus maculatus* (Serranidae).

La comparaison des parasites de notre inventaire avec ceux trouvés sur les mêmes poissons à Heron Island, île du sud de la Grande Barrière de Corail australienne, suggère que leur biodiversité est au moins aussi importante en Nouvelle-Calédonie. Les résultats de ce travail doublent la connaissance de la faune des Monogènes en Nouvelle-Calédonie, puisque seulement cinq espèces avaient été signalées jusqu'ici. Ceci montre la large méconnaissance des parasites en Nouvelle-Calédonie et par extension dans le Pacifique Ouest, et devrait motiver des recherches plus approfondies dans ce domaine, notamment par l'emploi des techniques de la biologie moléculaire.

ABSTRACT

Five monogeneans, which have been collected during a survey of parasites of New Caledonia marine fishes, are studied in this account. A new species of *Heteromicrocotyloides*, collected from the gills of *Carangoides fulvoguttatus* (Carangidae), is described. It is different from *H. mirabilis* Rohde, 1977, the single species in the genus, by greater size and more numerous spines of the sexual apparatus. Four morphological studies follow: *Heteromicrocotyla australiensis* Rohde, 1977 from *Carangoides fulvoguttatus*, *Microcotyle* sp. from *Lethrinus nebulosus* (Lethrinidae), *Capsaloides istiophori* Yamaguti, 1968 from *Tetrapturus audax* (Istiophoridae) and *Diplectanum* sp. from *Epinephelus maculatus* (Serranidae).

The comparison between our parasitological survey and that from the same fish species in Heron Island, a coral cay of the Australian Great Barrier Reef, shows that the biodiversity of parasites is at least as rich in New-Caledonia. The results of this work doubles our knowledge of the monogenean fauna in New Caledonia, because only five species had been recorded until now. The parasitic fauna of New Caledonia, and in the West Pacific in general, is still very poorly known. There is a need for more extensive research, especially using molecular biological techniques.

Ce travail ne constitue pas une publication au sens du Code International de Nomenclature Zoologique (1999).

❁ SOMMAIRE ❁

I. Introduction	3
II. Généralités	4
II.1. Qu'est-ce qu'un parasite? Qui sont-ils?	4
II.2. Inventaire axé sur les Helminthes	4
II.3. Les poissons marins de Nouvelle Calédonie: des hôtes bien inventoriés	5
II.4. La biodiversité des parasites de Nouvelle-Calédonie	5
II.5. L'inventaire parasitologique d'une île voisine: Heron Island	6
III. Matériel et méthodes	7
III.1. La récolte des poissons	7
III.2. La récolte des parasites	7
III.3. Fixation des parasites	8
III.4. Conservation des parasites	9
III.5. Détermination des parasites et inventaire	9
III.6. Dessins et mesures	10
IV. Etudes morphologiques de Monogènes	11
IV.1.1. Description d' <i>Heteromicrocotyloides</i> n. sp.	11
IV.1.2. Diagnose	13
IV.1.3. Comparaison d' <i>Heteromicrocotyloides mirabilis</i> Rohde, 1977 et d' <i>Heteromicrocotyloides</i> n. sp.	13
IV.1.4. Précision pour le genre <i>Heteromicrocotyloides</i>	14
IV.2.1. Etude morphologique d' <i>Heteromicrocotyla australiensis</i> Rohde, 1977	14
IV.2.2. Diagnose	16
IV.2.3. Discussion	16
IV.3.1. Etude morphologique de <i>Microcotyle</i> sp.	16
IV.3.2. Diagnose	17
IV.3.3. Discussion	18
IV.4.1. Etude morphologique de <i>Capsaloides istiophori</i> Yamaguti, 1968	18
IV.4.2. Diagnose	19
IV.4.3. Discussion	20
IV.5.1. Etude morphologique de <i>Diplectanum</i> sp.	20
IV.5.2. Diagnose	22
IV.5.3. Discussion	23

V. Comparaison des inventaires parasitologiques de Nouvelle-Calédonie et d'Heron Island	24
V.1. Les résultats	24
V.2. Discussion	27

VI. Conclusion et perspectives	29
---------------------------------------	----

VII. Bibliographie	30
---------------------------	----

ANNEXES

Annexe 1 : Taxonomie simplifiée des Helminthes	32
Annexe 2 : Position taxonomique des cinq Monogènes décrits	33
Annexe 3 : Les Helminthes de Nouvelle-Calédonie mentionnés par les travaux antérieurs	34
Annexe 4 : Tableaux complets des mesures des Monogènes :	
- <i>Heteromicrocotyloides</i> n.sp.	35
- <i>Heteromicrocotyla australiensis</i>	36
- <i>Capsaloides istiophori</i>	37
- <i>Diplectanum</i> sp.	38

I. Introduction

Les recherches parasitologiques en Nouvelle-Calédonie sont très succinctes (annexe 3, p. 34) et révélatrices d'une large méconnaissance scientifique de ces animaux dans le Pacifique. Un travail naturaliste d'inventaire est en cours afin d'étoffer les connaissances taxonomiques des parasites et préciser leur biogéographie.

Ce mémoire se propose tout d'abord de présenter les études morphologiques de cinq Monogènes récoltés lors de l'inventaire, choisis soit pour l'abondance du matériel d'étude, soit pour l'originalité et la nouveauté du taxon, soit enfin pour la facilité d'observation.

Il se poursuit par la comparaison de la faune parasitaire de certains poissons, relevée pendant les six premiers mois de prospection, avec celle des mêmes poissons cités dans l'inventaire d'Heron Island (Lester, 1989), cordon littoral corallien de la Grande Barrière australienne. Cette enquête est en effet la seule étude publiée dans une région voisine de la Nouvelle-Calédonie.

II. Généralités

II.1. Qu'est-ce qu'un parasite? Qui sont-ils?

Une définition précise, qui distinguerait sans ambiguïté les parasites par rapport aux autres groupes, n'existe pas, simplement parce que les parasites ne constituent pas un groupe monophylétique (Brooks et McLennan, 1993). Le terme de parasite recouvre en effet des taxons très différents auxquels on attribue généralement les particularités écologiques suivantes: l'utilisation durable d'un organisme plus grand (hôte) comme habitat et source de nourriture, sans le tuer (Combes, 2001b). Outre le fait que cette association est dans la nature souvent équivoque par rapport au mutualisme (Combes, 2001a), elle ne considère pas les cycles complexes de la plupart des parasites comportant des stades libres. Brooks et McLennan (1993) proposent, non sans humour, une définition relativiste indiscutable à leur sens: "les parasites sont les organismes étudiés par les personnes qui s'estiment parasitologues".

On sépare communément les microparasites (virus, bactéries, champignons, protistes) des macroparasites (Helminthes, Arthropodes et autres Métazoaires). Il n'y a presque que des parasites chez les Plathelminthes et à peu près autant de parasites que d'êtres libres chez les Nématodes (Combes, 2001a). Environ 1% de toutes les espèces d'oiseaux sont des parasites obligatoires (dont le fameux coucou commun, *Cuculus canorus*); il s'agit ici d'un parasitisme comportemental. L'espèce chez laquelle le plus grand nombre d'espèces différentes de parasites a été signalé est *Homo sapiens*. (Combes, 2001a).

II.2. Inventaire axé sur les Helminthes

Le mot "Helminthe" désigne à l'origine les vers parasites du tube digestif. Nous l'employons ici dans sa définition pratique: tous les vers parasites, appartenant essentiellement aux Nématodes (filaires, oxyures, ascaris, ankylostomes...) et Plathelminthes (ténias, schistosomes, douves...), mais également à de petits groupes tels que les Acanthocéphales (environ 1000 espèces de vers) et les Pentastomides (100 espèces) (Justine, 2001a). Les Helminthes rassemblent, on le voit, des groupes parasites très éloignés phylogénétiquement, se justifiant par un simple critère morphologique: l'aspect vermiforme. Une classification simplifiée des Helminthes est donnée en annexe 1 (p. 32).

Notre étude a surtout concerné ces groupes, trouvés en abondance dans nos prospections. Manquant de bibliographie et de techniques pour les crustacés Copépodes et Isopodes, ceux-ci ont néanmoins été récoltés et envoyés à des spécialistes pour détermination.

II.3. Les poissons marins de Nouvelle Calédonie: des hôtes bien inventoriés

La zone océanique Indo-Pacifique (limitée à l'ouest par la Mer Rouge et à l'est par les îles Polynésiennes) renferme l'ichtyofaune la plus diversifiée du monde avec 5000 espèces réparties dans 179 familles (Myers, 1999). En comparaison, l'ensemble des fonds rocheux de toute l'Europe ne totalise que 600 espèces (Laboute, 2000). L'Indo-Pacifique est divisé en trois sous-régions: l'Océan Indien, le Pacifique Ouest et la plaque Pacifique (Figure 1). Chacune de ces régions contient de petites aires à fort endémisme. Le Pacifique Ouest, dont fait partie la Nouvelle-Calédonie, comporte pratiquement toutes les familles et au moins la moitié des espèces de l'Indo-Pacifique. Entre le sud des Philippines et l'Est de l'Indonésie s'étend la faune de poissons récifaux la plus variée (2500 espèces, 115 familles); cette biodiversité décroît graduellement vers l'est, le long du plateau Pacifique (Figure 2). Une explication serait que la majorité des familles ont un cycle larvaire court, qui diminue les chances d'une dispersion sur de grandes distances (Myers, 1999).

La Nouvelle-Calédonie, à proximité de ce "centre de dissémination des espèces" que constitue l'archipel indo-malais, figure parmi les régions les plus riches (Figure 2). Une couronne récifale de près de 1600 km entoure la Grande Terre et délimite un lagon de 24 000 km² dont la profondeur est en moyenne de 25 m (Laboute, 1991), abritant 1200 espèces récifales (1680 lagonaires, Figure 2); la Polynésie Française, beaucoup plus orientale, n'en compte que 650 (Laboute, 2000).

II.4. La biodiversité des parasites de Nouvelle-Calédonie

La diversité des parasites va naturellement dépendre de celle de leurs hôtes. Venant de constater la luxuriance de l'ichtyofaune néocalédonienne, nous pouvons a priori entrevoir l'ample variété parasitaire qu'elle doit recéler. Cette proportionnalité, bien qu'intuitive au regard de la spécificité étroite de nombreux parasites, n'est cependant pas évidente. Les parasites sont en effet beaucoup moins connus que leurs hôtes, simplement par le fait qu'ils sont plus petits et ont un mode de vie "caché"; c'est chez les poissons marins qu'ils ont été le plus étudié et une estimation de leur richesse a été établie par plusieurs auteurs. Rohde (2002)

suggère un total mondial de 100 000 parasites chez les poissons marins dont 24 000 Monogènes. Il montre également, à l'aide des quelques travaux réalisés en écologie parasitaire, l'existence d'un gradient pacifique similaire à celui des poissons, dont le centre se situe dans les eaux de l'Asie du Sud-Est. Il évalue à au moins 20 000 les parasites de la région sud de la Grande Barrière de Corail australienne. Il est donc pratiquement certain que la Nouvelle-Calédonie recèle une faune parasitaire conséquente, jusque là à peine effleurée (18 parasites recensés, voir annexe 3 p. 34), qui motive tout l'intérêt scientifique du présent travail.

II.5. L'inventaire parasitologique d'une île voisine: Heron Island

Heron Island est une île corallienne située sur la Grande Barrière australienne (Figure 3), à 23°27'S., 151°55'E, dont les poissons alentours sont susceptibles d'héberger une des plus grandes variétés parasitaires du monde (voir paragraphe précédent). Plusieurs experts ont travaillé ensemble sur une semaine dans la station de recherche d'Heron Island afin d'inventorier le plus de parasites possibles; la liste a été synthétisée par Lester et Sewell (1989). Celle-ci constitue à ce jour une des seules enquêtes publiées de cette nature dans le Pacifique Ouest et c'est pourquoi nous y faisons référence, comparant certains des résultats obtenus avec les nôtres.

III. Matériel et méthodes

III.1. La récolte des poissons

Les poissons proviennent essentiellement de la pêche à la ligne (par la technique de la dérive), à raison d'une sortie par semaine dans le lagon (on a relevé les coordonnées par GPS pour chaque lieu prospecté). Quelques sorties à la traîne au delà de la barrière corallienne ainsi que l'aide occasionnelle de plongeurs au fusil ont diversifié les prises (poissons papillons *Chaetodon* spp., requins...).

Les poissons ont été maintenus au frais dans une glacière remplie d'eau de mer, afin de les conserver vivants le plus longtemps possible avant leur dissection au laboratoire (quelques heures après). Ils ont été identifiés avec les livres de Laboute (2000), Lieske (1995) et Allen (2000) et l'aide de Michel Kulbicki, ichtyologue à l'IRD. Chaque poisson a été numéroté, mesuré et pesé.

III.2. La récolte des parasites

On a procédé à un examen externe pour la plupart des poissons.

Pour tous les poissons, une dissection des branchies et du tube digestif (estomac, caecum, intestin, foie, rate) a été pratiquée, ainsi que des gonades et de la vessie natatoire quand cela était possible. Le cœur et les yeux ont été prélevés pour un petit nombre lorsque la littérature indiquait leur intérêt.

S'ils ne sont pas examinés frais, les organes sont mis en alcool 75% pour une étude ultérieure. Une fois séparés les uns des autres et disposés dans des boîtes de Pétri avec de l'eau pour éviter la dessiccation (eau de mer pour les branchies), tous les organes sont examinés à la loupe binoculaire (grossissement 10), et dilacérés (excepté les branchies) à l'aide de pinces fines.

Les parasites ont été récoltés à la pince Dumont (Nématodes) ou à la pipette Pasteur (Digènes, Cestodes). Les Monogènes sont détachés des lamelles branchiales à la pince ou dans l'eau douce (certaines espèces se détachent spontanément dans ces conditions) puis récoltés à la pipette Pasteur. Certains arcs branchiaux, particulièrement infestés, ont été plongés *in toto* dans de l'alcool éthylique 75% bouillant ou du formol 10% bouillant.

III.3. Fixation des parasites

La fixation s'est réalisée de différentes manières suivant la nature ou l'abondance du matériel.

Pour les parasites destinés à la collection

Les Nématodes ont été fixés à l'éthanol 75% bouillant qui immobilise ces parasites en extension. Les Plathelminthes ont été fixés différemment suivant que l'on désire les garder en collection dans des petits tubes remplis d'éthanol, ou bien sur des lames après coloration ou non des spécimens. Dans le premier cas ils sont fixés dans de l'éthanol 75% ou du formol 10% à chaud. Dans le second le parasite est disposé dans une petite goutte d'eau sur lame à l'intérieur d'une boîte de Pétri ; après avoir vérifié qu'il se trouve bien dans la position désirée sur la lame, on l'aplatit avec une lamelle et immerge l'ensemble immédiatement avec de l'alcool chaud. On les monte ensuite dans du baume du Canada suivant le protocole suivant (la partie coloration est facultative) :

- 1/ Coloration pendant quelques minutes (on surveille le taux de coloration) dans du Carmin de Schneider (voir plus bas) dilué dans de l'éthanol à 70% à partir de la solution mère (on l'ajoute goutte à goutte jusqu'à ce que l'alcool soit d'un rose foncé).
- 2/ Déshydratation en remontant les alcools (70%, 90%, 100%) ; 1mn dans chaque bain.
- 3/ Eclaircissement des Plathelminthes au toluène pendant 3 mn.
- 4/ Montage entre lame et lamelle dans du baume du Canada mélangé à du toluène (jusqu'à obtenir une consistance semi-liquide).
- 5/ Séchage des lames en étuve pendant 24 heures à 60°C.

N.B/ Préparation de la solution mère Carmin de Schneider (site internet 1):

- Ajouter 45 ml d'acide acétique glacial et 55 ml d'eau distillée dans une fiole.
- Ajouter 5g de poudre de carmin.
- Faire bouillir pendant 15 minutes.
- Refroidir puis filtrer.

Le carmin colore en rose certaines structures (relief du hapter, septa et leurs crêtes) au détriment de la bonne visibilité d'autres, expliquant son utilisation non systématique. Le

toluène éclaircit les organes, découvrant ainsi certains détails anatomiques. Le baume du Canada rend possible une conservation pluridécennale des individus et leur observation directe (contrairement à l'alcool).

Pour les parasites étudiés directement

Les Plathelminthes ont été aplatis vivants entre lame et lamelle puis tués et colorés avec le mélange picrate d'ammonium-glycérine selon Malmberg (1957).

On monte les spécimens entre lame et lamelle dans une goutte d'eau et, à l'aide d'une seringue, on dépose une petite goutte du liquide de Malmberg sur un des côtés de la lamelle. Avec du papier filtre, on absorbe l'eau du côté opposé de la lamelle ; le produit se substitue à l'eau et tue l'animal tout en le colorant en jaune. Le montage est ensuite luté avec du vernis à ongle.

Cette préparation permet d'obtenir aisément des animaux non contractés; elle fait de plus ressortir les pièces sclérifiées du haptère et de l'appareil génital et a des propriétés antiseptiques accordant une conservation sur plusieurs mois.

III.4. Conservation des parasites

La plupart des parasites récoltés sont gardés en collection et soit envoyés à des spécialistes pour détermination, soit destinés à être déposés au Muséum National d'Histoire Naturel de Paris. La conservation des spécimens est réalisée dans des tubes d'éthanol 75% numérotés ou sur lames (parasites colorés et montés dans du baume du Canada).

Après chaque dissection, plusieurs informations sont reportées dans un cahier référence pour le Muséum, support de base de tout le travail de mise en collection et d'inventaire : pour chaque poisson, nom de l'espèce, poids et longueur, date de sa pêche et coordonnées géographiques, date de l'étude et pour chaque parasite, systématique la plus précise, stade de développement, localisation dans le poisson.

III.5. Détermination des parasites et inventaire

La détermination des Helminthes est réalisée à l'aide d'ouvrages de référence, comportant des clés dichotomiques. Quand celle-ci est très imprécise, nous envoyons les spécimens en collection à des spécialistes.

Concernant les Monogènes, objets des descriptions de ce mémoire, l'annexe 2 (p. 33) donne les références utilisées ainsi qu'une taxonomie des familles et sous-familles principales.

III.6. Dessins et mesures

Les lames de monogènes ont été étudiées avec un microscope Olympus BH2 à système de contraste de phase interférentiel de Nomarski. Les dessins ont été réalisés à l'aide d'une chambre claire. Ils sont ensuite réduits à la photocopieuse puis repassés à l'encre de chine sur calque A3.

On a mesuré les organes d'intérêt taxonomique directement sur les dessins à l'aide d'un compas, reporté sur une échelle établie par une lame étalonnée micrométrique.

Toutes les mesures sont données en μm et sont présentées sous forme de tableau (voir annexe 4 p. 35 pour la totalité des mesures). Lorsqu'elles sont citées dans le texte, elles suivent le schéma suivant: "moyenne \pm écart-type (minimum-maximum)", sauf lorsqu'elles proviennent de comptages approximatifs du fait de structures difficilement dénombrables (épines enchevêtrées, testicules peu visibles...), auxquels cas le minimum et maximum sont simplement indiqués entre parenthèses.

IV. Etudes morphologiques de Monogènes

Cinq Monogènes sont étudiés dans les paragraphes qui suivent. L'annexe 2 (p. 33) synthétise leur taxonomie. Une nouvelle espèce du genre *Heteromicrocotyloides* est décrite et comparée avec la seule espèce du genre décrite jusqu'à aujourd'hui: *H. mirabilis* Rohde, 1977. L'holotype nous a été procuré par l'Australian Museum de Sydney (N° W9212). La description, dans le cadre de ce DEA, n'a pas valeur de publication au sens du Code International de Nomenclature Zoologique.

IV.1.1. Description d' *Heteromicrocotyloides* n. sp. (Figure 4)

Hôte type: *Carangoides fulvoguttatus* Forsskål, 1775 (Carangidae).

Noms vernaculaires: Carangue pailletée, Carangue à gouttes d'or.

Localité type: lagon de Nouméa, 22°14'178"S, 166°21'30"E.

Localisation: Branchies, entre les lamelles branchiales.

Infection: Un poisson examiné, infecté (21/05/03, poisson JNC 463).

Matériel examiné: Mesures sur 12 spécimens.

Individus adultes mesurant, haptéur inclus, 3580 ± 1270 (2000 - 5600) de longueur et 1510 ± 750 (350 - 2800) de largeur maximale. Haptéur composé de deux groupes de pinces sessiles disposées le long du corps suivis d'un groupe postérieur de pinces pédonculées en forme de « raquette ». Les pinces pédonculées sont au nombre de 25 ± 2 (21-28) ; le groupe adjacent de pinces sessiles comporte 14 pinces ± 2 (9-15) et le suivant 20 ± 3 (12-22). Les pinces sessiles sont organisées en trois sclérites marginaux en forme d'arc, le médian dessinant un « 8 » incomplet dont l'axe de symétrie, plus épais, figure un « X » avec deux pièces internes ; musculature radiaire s'appuyant sur chaque arc. Pinces pédonculées plus complexes, en deux parties superposées: l'une en forme de trident aux extrémités recourbées, l'autre évoquant une raquette au pourtour « ailé » ouvert en avant, avec à l'intérieur deux empilements symétriques de sclérites plats.

Deux ventouses buccales, disposées de part et d'autre du pharynx ; intestin se divisant en deux branches au niveau des épines antérieures de l'appareil copulateur accessoire, s'étendant le long du corps, avec des ramifications latérales de différentes longueurs, jusqu'à

la base du groupe à pinces pédonculées. Les branches intestinales ne se rejoignent pas postérieurement.

Appareil copulateur accessoire composé d'une centaine de crochets (55-150), en avant de l'orifice génital. Ce dernier est entouré d'une couronne ouverte de 47 épines \pm 4 (41-53); cirre pourvu de 22 longs crochets (20-26), d'où le vase déférent dessine une anse par la droite. Vagin situé au milieu du corps, en forme de « Y ». Ovaire jouxtant les deux branches intestinales, recourbant postérieurement ses extrémités en deux bras symétriques. Environ 84 testicules (60-104), occupant en quasi totalité l'espace inter-intestinal sous ovarien. Follicules vitellins confondus en large part avec l'intestin, l'englobant entièrement.

	Maximum	Minimum	Moyenne	Ecart-type	Holotype <i>H. mirabilis</i>
Longueur totale	5600	2000	3580	1270	4600
Largeur maximale du corps hors haptéur	2800	350	1510	750	830
1 ^{er} groupe de pinces sessiles	1800 x 500	480 x 100	960 x 270	420 – 120	880 x 190
2 ^e groupe de pinces sessiles	1450 x 450	320 x 100	700 x 270	300 – 100	600 x 200
3 ^e groupe (pinces pédonculées)	1550 x 450	420 x 90	870 x 240	360 – 120	750 x 350
Pince sessile la plus grande	250 x 60	110 x 40	190 x 50	40 – 10	170 x 50
Nb de pinces du 1 ^{er} groupe	22	12	19.58	3.20	20
Nb de pinces du 2 ^e groupe	15	9	14	1.86	13
Nb de pinces du 3 ^e groupe (plus les petites modifiées)	28	21	25.58	2.07	28
Nb de testicules	Approx. 100	Approx. 60	84.09	12.63	Approx. 75
Pharynx	100 x 80	40 x 25	60 x 40	20 – 10	40 x 25
Ventouses buccales	190 x 140	75 x 40	110 x 80	40 – 30	140 x 70
	180 x 125	70 x 30	120 x 70	30 – 30	115 x 75
Nb crochets de l'appareil copulateur accessoire	Approx. 150	Approx. 55	108.75	31.05	Approx. 60
Longueur maximale des crochets de l'a.c.a.	65	30	50	10	40
Nb d'épines de la couronne du cirre	53	41	47.67	3.94	8
Longueur max. des épines de la couronne du cirre	50	40	50	0	20
Longueur min. des épines de la couronne du cirre	40	25	30	0	18
Nb des crochets du cirre	Approx. 26	Approx. 20	22.5	2.28	8
Longueur max. des crochets du cirre	240	200	220	10	100

Tableau 1. Mesures en μm d'*Heteromicrocotyloides* n.sp. et comparaison avec l'holotype d'*Heteromicrocotyloides mirabilis*.

IV.1.2. Diagnose

Cette espèce, ainsi que la suivante *Heteromicrocotyla australiensis*, appartiennent bien à la famille Heteromicrocotylidae Yamaguti, 1963 selon Rohde, 1977:

Polyopisthocotylea Odhner, 1912. Microcotyloidea Unnithan, 1957. Opisthopteur asymétrique, avec d'un côté des pinces sessiles, de l'autre des pinces en forme de "tisonnier", ou les pinces sessiles et les pinces pédonculées sur une rangée oblique transverse. Pinces avec sclérites accessoires. Pas d'oreillette terminale avec crochets. Deux ventouses buccales, caeca diverticulés. Nombreux testicules postovariens. Cirre armé, atrium génital armé ou non, gonopore ordinairement médioventral à côté de la bifurcation intestinale. Une seule ouverture vaginale, dorsale. Appareil copulateur accessoire armé, médioventral en avant du gonopore. Ovaire tubulaire, faisant des boucles transversalement. Vitellus large épousant les caeca. Œufs avec un filament à chaque pôle. Parasites de Carangidae.

Cette espèce a les caractéristiques du genre *Heteromicrocotyloides* Rohde, 1977:

Heteromicrocotylidae Yamaguti, 1963. Opisthopteur oblique et transverse, formé de trois groupes de pinces sur une rangée. Les deux groupes antérieurs avec des pinces sessiles, le groupe postérieur avec des pinces pédonculées. Pinces sessiles composées de trois paires de sclérites marginaux arqués et d'un sclérite central en forme de X constitué de plusieurs parties. Pédoncule des pinces pédonculées avec deux paires de sclérites réduits et une paire plus longue; pinces pédonculées constituées de deux mâchoires, une petite et une grande. Petites pinces sessiles et pédonculées modifiées entre le deuxième et troisième groupe. Appareil copulateur accessoire avec des crochets uniformes et un crochet en forme de "U" de chaque côté. Cirre armé de longues épines disposées en cercle et d'une couronne ouverte d'épines. Atrium génital non armé. Gonopore ordinairement médioventral, bifurquant, pore vaginal dorsal à la base du tiers antérieur du corps. Nombreux testicules sous-ovariens.

IV.1.3. Comparaison d'*Heteromicrocotyloides mirabilis* Rohde, 1977 et d'*Heteromicrocotyloides* n. sp. (Figure 5)

Les deux espèces sont très semblables morphologiquement (taille, organisation des organes et des pinces), les mesures prises sur l'holotype d'*Heteromicrocotyloides mirabilis* rentrant dans les fourchettes de nos spécimens (moyenne \pm écart-type) excepté au niveau des appareils sexuels (Tableau 1). A noter que les écarts-types sont importants, du fait que les mesures des Monogènes peuvent varier en fonction de l'aplatissement.

Bien qu'ayant même configuration, les appareils sexuels mâles diffèrent par leur taille et le nombre des pièces sclérifiées. Le cirre d'*H. mirabilis* est nettement plus petit (250 μm contre 750 μm). L'appareil accessoire copulateur, situé en avant, est constitué d'un agglomérat d'environ 60 crochets pour *H. mirabilis* contre plus d'une centaine en moyenne pour notre espèce, leurs longueurs n'étant pas sensiblement différentes. *H. mirabilis* compte entre 8 et 10 épines assemblées en couronne ouverte autour du cirre (holotype: 8), de 41 à 53 pour nos spécimens. Rohde décrit un seul type d'épine, de longueur moyenne 22 μm (holotype: 20 μm); notre couronne comporte des épines de longueur décroissante marginalement jusqu'à l'ouverture; ainsi les épines médianes mesurent au maximum 50 μm

tandis que les épines extrêmes mesurent en moyenne 30 μm , et ont une forme plus courbée. En ce qui concerne les épines du cirre, notre espèce en a plus (entre 21 et 26 contre 8) qui sont environ deux fois plus longues (220 μm contre 100 μm).

Le vagin est en forme de "Y" pour nos spécimens, en forme d'ampoule pour *H. mirabilis*.

Les organes sexuels sont donc très dissemblables. Ces caractères ayant une valeur taxonomique forte, il est assuré que nous avons affaire à deux espèces distinctes.

IV.1.4. Précision pour le genre *Heteromicrocotyloides*

L'appareil accessoire copulateur de notre espèce ne possède pas de crochets en forme de "U" comme le précise la diagnose du genre de Rohde (1977) (cf 1.2) et représente plus un assemblage compact d'épines qu'une structure réellement symétrique. Il constitue donc une précision intéressante pour le genre et nous proposons de modifier la phrase relative à cet appareil dans la diagnose originale par: "Appareil accessoire copulateur avec des crochets uniformes, avec ou sans crochets en forme de "U" de chaque côté".

La famille des Heteromicrocotylidae est une des plus originale parmi les Monogènes, du fait d'un haptéur particulier constitué de deux types différents de pinces nombreuses. Le genre *Heteromicrocotyloides*, qui ne comptait jusqu'ici qu'une espèce, est un des plus complexes du fait de la présence chez ses individus de trois groupes de pinces.

IV.2.1. Etude morphologique d' *Heteromicrocotyla australiensis* Rohde, 1977 (Figure 6)

Hôte : *Carangoides fulvoguttatus* Forsskål, 1775 (Carangidae).

Noms vernaculaires: Carangue pailletée, Carangue à gouttes d'or.

Localité : Lagon de Nouméa, 22°14'178''S, 166°21'30''E.

Localisation : Branchies, entre les lamelles branchiales.

Infection : Un poisson examiné, infecté (21/05/03, poisson JNC 463).

Matériel examiné : Mesures sur 6 spécimens.

Individus adultes mesurant, haptéur inclus, 5630 ± 830 (4200 – 6200) de longueur et 1120 ± 180 (600 – 1120) de largeur maximale. Haptéur composé d'un groupe de 30 ± 3 (26-33) pinces sessiles d'un côté du corps, et d'un groupe moins long de 33 ± 2 (29-36) pinces pédonculées de l'autre. Pinces sessiles constituées de quatre sclérites marginaux symétriques

arqués, et d'une pièce sclérifiée équatoriale en forme de « X ». Pièces pédonculées en deux parties superposées: l'une à trois branches parallèles dont les deux bordantes se recourbent en demi-cercle au tiers supérieur, l'autre en forme de raquette à trois manches, contenant deux empilements de sclérites plats.

Deux ventouses buccales, disposées de part et d'autre du pharynx ; intestin se divisant en deux branches à la sortie du pharynx, s'étendant de chaque côté du corps, avec de petites ramifications latérales, presque jusqu'à l'extrémité. Les deux branches intestinales ne se rejoignent pas postérieurement. Appareil copulateur accessoire complexe, en deux parties ; la plus antérieure est constituée d'une quarantaine d'épines (32–53) disposées en étoile avec de part et d'autre un lobule. Plus bas, une soixantaine d'épines évoque un « V » inversé, surplombant un cercle incomplet de petits crochets (entre 25 et 44). En arrière, 41 épines \pm 3 (37 – 44) couronnent le cirre.

Vagin non observé. Ovaire jouxtant les deux branches intestinales, recourbant postérieurement ses extrémités en deux bras symétriques. Environ 83 testicules (76 - 90), occupant l'espace inter-intestinal sous ovarien jusqu'au niveau de la première pince pédonculée. Follicules vitellins confondus en large part avec l'intestin, l'englobant entièrement.

	Maximum	Minimum	Moyenne	Ecart-type
Longueur totale	6200	4200	5630	830
Largeur max. du corps hors haptur	1120	600	840	180
Longueur groupe de pinces sessiles	3100	1850	2480	410
Longueur groupe de pinces pédonculées	3050	1650	2110	510
Petite pince antérieure sessile	110 x 100	70 x 50	100 x 70	20 – 20
Petite pince postérieure sessile	90 x 60	70 x 45	80 x 50	10 – 10
Plus grosse pince sessile	300 x 115	210 x 100	270 x 100	30 – 10
Plus grosse pince pédonculée	150 x 75	110 x 60	130 x 70	20 – 10
Nb de pinces sessiles	33	26	30.33	2.88
Nb de pinces pédonculées	36	29	33.17	2.32
Nb de testicules	90	76	83	6.42
Pharynx	55 x 50	30 x 20	50 x 40	10 – 10
Ventouses buccales	80 x 65	60 x 40	70 x 50	10 – 10
	80 x 75	55 x 5	70 x 50	10 – 20
Nb crochets les plus antérieurs de l'appareil copulateur accessoire	Approx. 53	Approx. 32	Approx. 44	7.21
Longueur maximale des crochets les plus antérieurs de l'a.c.a.	35	12	30	10
Nb de grandes épines devant la couronne du cirre	Approx. 82	Approx. 50	Approx. 64	13.80
Longueur max des grandes épines devant la couronne du cirre	40	20	30	10
Nb de petites épines devant la couronne du cirre	Approx. 44	Approx. 25	Approx. 36	7.56
Longueur max des petites épines devant la couronne du cirre	13	7	10	0
Nb des crochets couronne du cirre	44	37	40.83	3.13

Longueur maximale des crochets de la couronne du cirre	32	20	20	0
--	----	----	----	---

Tableau 2. Mesures en μm d'*Heteromicrocotyla australiensis*.

IV.2.2. Diagnose

Voir 1.2 pour la diagnose de la famille.

Notre espèce a les caractéristiques d'*Heteromicrocotyla* Yamaguti, 1953 selon Yamaguti, 1963:

Heteromicrocotylidae Yamaguti, 1963. Corps allongé. Opisthopteur asymétrique; pinces de droite sessiles, soutenues par trois paires de sclérites marginaux arqués et d'un sclérite central en forme de "X"; pinces de gauche pédonculées, en forme de tisonnier, leur squelette consistant en une pièce médiane en forme de "U" terminée en une croix à une extrémité et en "pioche" à l'autre, et trois paires de pièces latérales, l'une petite se trouvant à la base, la deuxième, apicale et plus mince est apparemment articulée avec la portion courbée de la troisième pièce latérale plus grande. Pas de lobe terminal ou de crochets. Œsophage avec de petites branches latérales; branches intestinales avec expansions latérales, terminant dans l'opisthopteur, s'étendant à côté de l'extrémité postérieure du lobe de droite. Testicules nombreux, postovariens. Cirre armé d'épines, dépassant dans l'atrium génital, qui est également pourvu d'un cercle de petites épines. Pore génital ventral au niveau de l'œsophage. Ovaire tubulaire, recourbé, dans la région médiane du corps. Œufs avec filament à chaque pôle. Vitellus embrassant les branches intestinales excepté pour leur portion terminale; vitellogènes paires unis ventralement au niveau de l'ovaire. Vagin à ouverture dorsale en ligne submédiane, situé assez loin en arrière de la bifurcation intestinale; ouverture du canal vaginal à la droite du vitellogène. Parasites des branchies de Carangidae.

IV.2.3. Discussion

Nos dessins donnent des précisions morphologiques supplémentaires par rapport à la description de Rohde (1977). Les pinces pédonculées sont représentées plus finement et leurs parties séparées pour une meilleure compréhension de leur organisation. Leurs sclérites sont également beaucoup plus détaillés (notamment les plats et ceux aux extrémités). Les dessins d'un œuf et d'un filament complètent la description originale.

Cette espèce n'a jamais été signalée en Nouvelle-Calédonie et la présente étude morphologique apporte donc un élément de plus pour sa biogéographie (nouvelle mention géographique).

IV.3.1. Etude morphologique de *Microcotyle* sp. (Figure 7)

Hôte : *Lethrinus nebulosus* Forsskål, 1775 (Lethrinidae).

Noms vernaculaires: Lethrinus bleuté, Bec de cane.

Localité : Nouméa, au bord de la baie d'Anse Vata, en face de l'IRD.

Localisation : Branchies, entre les lamelles branchiales.

Infection : 7 poissons examinés/ 1 infecté (21/02/03, poisson JNC192).

Matériel examiné : Deux individus observés. Mesures sur 1 individu.

Individu adulte mesurant , hapter inclus, 1650 de longueur et 450 de largeur maximale hors hapter. Hapter composé de deux groupes de pinces disposés le long du corps et se rejoignant postérieurement. Le groupe le plus long est constitué de 44 pinces, le second de 28 pinces ; pinces de proportions graduelles, les plus petites (32x20 min) étant à l'extrémité de chaque groupe et les plus grandes (68x35 max) en leur milieu. Pinces composées de deux paires d'arcs marginaux, symétriques à une pièce centrale en forme d'os recourbé. Chaque paire est pourvue à sa base d'un renflement en forme de crochet.

Deux ventouses buccales (50x35 et 50x39) disposées de part et d'autre du pharynx (36x31). Intestin se divisant en deux branches au niveau du cirre qui s'étendent le long du corps jusqu'au milieu du hapter avec des ramifications latérales, sans se rejoindre.

Appareil sexuel mâle sphérique de diamètre 39, composé de 17 dents (longueur maximale 8.5) autour d'un creux ; cirre bordant à la base, avec trois crochets (longueur maximale 14), et se prolongeant longuement en arrière. Ovaire longiforme au milieu de l'animal, entouré aux trois quarts postérieurement de la masse testiculaire. Ovaire et masse testiculaire délimités par les branches intestinales. Vagin non observé.

Follicules vitellins englobant l'intestin.

IV.3.2. Diagnose

Notre espèce a les caractéristiques de la sous-famille Microcotylinae Monticelli, 1892 selon Mamaev, 1985:

Polyopisthocotylea Odhner, 1912. Microcotylidae Taschenberg, 1879. Hapter marqué, symétrique ou subsymétrique, à l'extrémité postérieure du corps. Pinces typiques des Microcotylides avec un développement supplémentaire lancéolé, rarement bifourché ou en forme de barre. Crochets toujours absents chez l'adulte. Branches intestinales avec des expansions latérales, non réunies postérieurement, et en général sans anastomoses. Organe copulateur sans système prostatique, très variable, armé ou non; atrium génital armé ou non. Vagin en général unique, médiodorsal (avec une ouverture, plusieurs à l'occasion), rarement latérodorsal; quelquefois deux vagins situés dorsolatéralement et ventrolatéralement. Parasites de poissons marins, particulièrement des Perciformes.

Notre espèce a les caractéristiques du genre *Microcotyle* Van Beneden et Hesse, 1863 selon Yamaguti, 1963:

Microcotylinae, Monticelli, 1892. Corps lancéolé. Opisthapter symétrique ou subsymétrique, triangulaire de profil, non divisé en deux collerettes, bordant la moitié postérieure du corps, avec une rangée de nombreuses petites pinces d'une structure uniforme, commençant au niveau ou derrière les testicules et s'étendant jusqu'à l'extrémité postérieure du corps. Crochets terminaux absents. Glandes adhésives paires latérales et impaires médianes peuvent être développées à la base de la tête. Ventouses buccales paires, chacune pourvue d'un septum et d'une unique ou double rangée de très petites épines. Œsophage simple ou avec des développements latéraux; branches intestinales avec des diverticulums vers l'intérieur et l'extérieur, qui peuvent s'étendre dans le hapter sans se rejoindre postérieurement. Testicules généralement nombreux. Cirre pouvant être différencié,

quelquefois formant un bulbe. Atrium génital variablement armé. Pore génital oesophagien, bifurqué. Ovaire généralement coudé, avec une extrémité distale dirigé en arrière, médian, en avant des testicules. Canal génito-intestinal croisant l'ovaire ou non. Œufs avec un filament à un pôle ou aux deux. Vagin généralement unique, avec une ouverture médiadorsale. Canal vaginal généralement en forme de "Y" renversé, occasionnellement en "V" renversé. Vitellus épousant entièrement ou largement les branches intestinales. Parasites de Téléostéens marins.

IV.3.3. Discussion

Microcotyle sp. a été étudié sur un seul spécimen, ce qui est bien sûr très insuffisant pour les mesures morphologiques. La préparation était néanmoins bonne et a permis des dessins assez précis permettant de l'identifier si un nouveau matériel se présente.

IV.4.1. Etude morphologique de *Capsaloides istiophori* Yamaguti, 1968 (Figure 8)

Hôte : *Tetrapturus audax* Philippi, 1887 (Istiophoridae).

Nom vernaculaire: Marlin rayé.

Localité : Côte ouest de la Nouvelle-Calédonie, au delà de la barrière de corail.

Localisation : Branchies, entre les lamelles branchiales.

Infection : 1 poisson observé / 1 poisson infecté (14/06/03, poisson JNC533).

Matériel examiné : Mesures sur 19 spécimens.

Individus adultes mesurant, 2280 ± 350 (1600 – 2900) de longueur et 1760 ± 280 (1280 – 2400) de largeur maximale. Hapteur pseudocirculaire à musculature radiaire, de diamètre 650 ± 95 (490 – 880). Surface ventrale du hapteur subdivisée en un loculus central et sept loculi périphériques inégaux (quatre grands loculi antérieurs, deux post-latéraux petits et un postérieur médian). Un septum circulaire intérieure limitant le loculus central et un septum circulaire extérieur soulignant la base de la membrane marginale. Membrane marginale septée d'une soixantaine de cavités. Deux grands crochets, chacun au niveau d'un des septa délimitant le loculus arrière. Quatorze crochetons dont douze répartis régulièrement sur un demi-cercle postérieur et deux en avant.

Quatre taches ocellaires. Pharynx en arrière des taches ; à sa base prend naissance l'intestin qui bifurque immédiatement en deux branches très ramifiées latéralement, entourant l'ovaire et la masse testiculaire. Environ 90 couronnes sclérifiées ponctuent régulièrement la périphérie de l'animal (45 ± 5 (39 - 55) à droite, 46 ± 5 (36 - 58) à gauche), entre le haut du pharynx et la base du hapteur ; leur nombre de dents est graduel sur les six ou sept premières

couronnes postérieures (de deux à la base jusqu'à sept) puis varie indépendamment entre sept et dix ; cinq petites couronnes en moyenne sont groupées de part et d'autre de la tête, chacune comprenant de sept à dix dents.

Vitelloductes se confondant avec l'intestin ; follicules vitellins recouvrant l'ensemble ainsi que les espaces inter-ramificatoires. L'ovaire forme une masse compacte en avant des testicules. Ceux-ci n'ont pu être dénombrés mais leur ensemble forme un « V » étalé renversé dans la fourche duquel s'inscrit en partie le hapter. Vagin non observé. Le cirre est long, 440 ± 40 (400 – 480), et disposé près du pharynx ; canal déférent très sinueux avant de dessiner une grande anse par la gauche puis par la droite, pour ensuite traverser l'ovaire et rejoindre les testicules.

	Maximum	Minimum	Moyenne	Ecart-type
Longueur totale	2900	1600	2280	350
Largeur maximale du corps	2400	1280	1760	280
Nb couronnes marginales droite	55	39	45.42	4.80
Nb couronnes marginales gauche	58	36	46.47	5.16
Nb couronnes tête à droite	7	4	5.06	0.85
Nb couronnes tête à gauche	6	3	4.69	0.75
Diamètre hapter	880	490	650	95
Largeur membrane hapter	130	50	80	20
Pharynx	280 x 250	150 x 120	220 x 180	30 – 30
Ventouses de la tête	400 x 300	200 x 110	310 x 220	60 – 60
	380 x 300	200 x 150	320 x 230	50 – 50
Longueur crochets et largeur max	162 x 43	110 x 28	140 x 40	10 – 0
Longueur cirre	480	400	440	40

Tableau 3. Mesures en μm de *Capsaloides istiophori*.

IV.4.2. Diagnose

Nos spécimens ont les caractéristiques de la sous-famille Capsalinae Johnston, 1929 selon Yamaguti, 1963:

Monopisthocotylea Odhner, 1912. Capsaloidea Price, 1936. Capsalidae Baird, 1853. Une ventouse ou structure en forme de soucoupe de chaque côté du lobe céphalique. Opistohapter divisé par des septa en une aire centrale polygonale et sept aires marginales, plus ou moins triangulaires, généralement armé d'une paire de grands crochets et de 14 crochetons marginaux. Yeux présents. Branches intestinales avec des branches vers l'intérieur et l'extérieur, unies postérieurement. Testicules très nombreux, confinés dans une portion médiane ou s'étendant latéralement au delà des branches intestinales. Pores génitaux mâle et femelle fermés ensemble à côté de la marge droite du corps au niveau du pharynx ou plus bas. Ovaire lobé ou non. Pore vaginal ventral, postérieur ou postlatéral aux pores génitaux. Vitellus s'étendant dans une zone médiane latérale et postérieure.

Ils appartiennent bien au genre *Capsaloides* Price, 1938 selon Lamothe-Argumedo (1997):

Capsalinae Johnston, 1929. Corps oval, plus large que long. Extrémité postérieure du corps légèrement renflée. Ventouses du prohaptateur en forme de disques, le lobule céphalique avec ou sans cornes. Opistohaptateur circulaire, dont le diamètre est compris entre le 1/5 et le 1/3 de la longueur totale du corps. Aire centrale polygonale ouverte, rayons postérieurs de l'opistohaptateur divisés. Crochets en forme de griffe, 14 crochets. Epines marginales dorsales en forme de couronnes, alignées sur une rangée le long du corps. Pharynx globulaire, sans constriction. Testicules nombreux disposés en forme de "W" dans l'aire intercaecale. Ovaire en forme d'éventail. Follicules vitellins petits occupant une grande partie du corps et s'étendant de la base du pharynx jusqu'à l'extrémité postérieure du corps.

IV.4.3. Discussion

Les groupes antérieurs isolés de couronnes d'épines comportent selon Yamaguti de 7 à 14 couronnes. Nos résultats donnent de 3 à 7 couronnes. Cette différence ne suffit pas pour en conclure à une nouvelle espèce mais donne néanmoins une précision pour la diagnose.

Cette espèce n'a jamais été signalée en Nouvelle-Calédonie et la présente étude morphologique complète donc sa biogéographie (nouvelle mention géographique).

IV.5.1. Etude morphologique de *Diplectanum* sp. (Figure 9)

Hôte : *Epinephelus maculatus* Bloch, 1790 (Serranidae).

Noms vernaculaires: Loche uitoé, Mérrou haute voile, Grisette.

Localités : Récif To 22°30'70''S, 166°27'355''E et lagon de Nouméa 22°31'344"S, 166°26'584"E.

Localisation : Branchies, entre les lamelles branchiales.

Infection : 6 poissons disséqués / 2 infectés (05/05/03 poisson JNC430 et 20/05/03 poisson JNC459).

Matériel d'étude : Mesures sur 10 individus.

Individus adultes mesurant, haptateur inclus, 523 ± 97 (415-720) de longueur et 141 ± 36 (75-210) de largeur. Haptateur plus large que le corps, formant deux lobes postérieurs latéraux. Trois barres transversales (deux latérales dorsales et une médiane ventrale) connectées ; barre médiane en forme de lèvres, avec une gouttière superficielle médiane. Deux paires de crochets (constituée chacune par un crochet ventral et un dorsal), chaque paire disposée à l'extrémité d'une barre dorsale. Crochets ventraux pourvus d'une garde nette formant un angle aiguë avec un manche long se terminant en lame régulièrement courbée ; crochets dorsaux avec une

garde à peine marquée. Deux squamodisques médians superposés, un dorsal et un ventral, composés d'écailles modifiées en forme d'osselets et imbriquées en arcs concentriques. 10 crochets à la périphérie du haptéur, disposés symétriquement par rapport à son plan médio-sagittal.

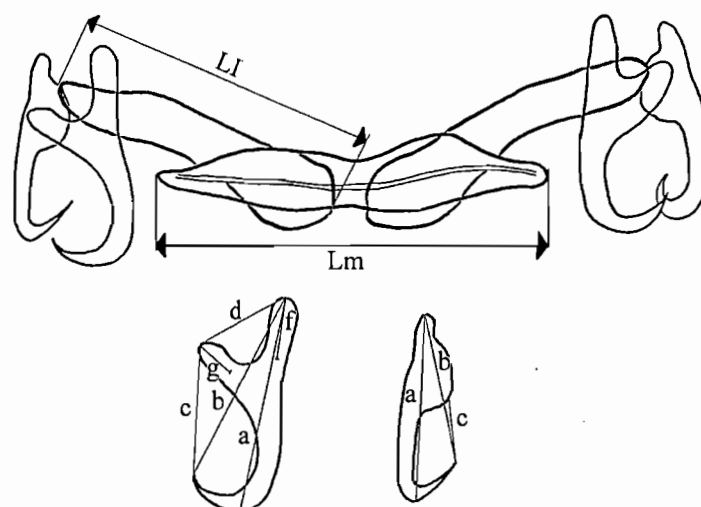
Deux masses glandulaires céphaliques. En dessous, deux paires de taches ocellaires au sommet du pharynx.

Intestin non vu. Follicules vitellins recouvrant une grande partie du corps, excepté la partie antérieure, la longueur médiane de l'animal et le haptéur. Ovaire avec un coude en son milieu ; masse testiculaire au même niveau et se prolongeant dans la moitié postérieure du corps, reliée par un canal en son extrémité antérieure à la vésicule séminale située plus en avant. Extrémité antérieure de la vésicule se poursuivant par un canal avec une anse par le bas suivie d'une anse par la droite ; la suite du canal est inobservable. Vagin sclérifié à droite de la vésicule. Ootype très allongé au dessus de l'ovaire, à la base duquel débouchent deux canaux. Cirre tétraloculé en forme d'œuf avec un canal postérieur qu'on ne peut suivre par manque de contraste. Bulbe musculaire du côté gauche du cirre.

	Maximum	Minimum	Moyenne	Ecart-type
Longueur totale	720	415	523	97
Largeur à la base du haptéur	210	75	141	36.2
Diamètre squamodisque	65	50	56	5.1
Cirre	70x46	49x28	62x37	5.4 – 5.6
Haptéur	240x90	155x20	195x65	29 – 20.5
Crochets ventraux a	40	29	32	2.9
b	40	21	30	4.9
c	32	19	23	4
d	20	10	14	2.8
f	11	7	9	1.2
g	10	4	7	1.5
Crochets dorsaux a	31	26	30	1.2
b	40	22	28	3.7
c	19	10	16	2.4
LI	59	41	49	3.4
Lm	74	58	65	5.4

Tableau 4. Mesures en μm de *Diplectanum* sp.

Les crochets ont été mesurés de la manière suivante:



IV.5.2. Diagnose

Nos spécimens ont les caractéristiques de la sous-famille des *Diplectaninae* Monticelli, 1903 selon Oliver, 1987:

Monopisthocotylea Odhner, 1912. Dactylogyroidea Yamaguti, 1963. Diplectanidae Bychowsky, 1957. Hapteur avec trois barres transversales (une médiane ventrale et deux latérales dorsales) en connexion; deux paires d'hamuli (constituées chacune par un hamulus dorsal et un hamulus ventral) disposées à l'extrémité externe de la barre transversale latérale dorsale située du même côté; un (ventral) ou deux (un ventral et un dorsal) squamodisques. Bourses glandulaires du pédoncule haptorial et cellules ou masses glandulaires du hapteur présentes ou absentes. Système osmorégulateur avec une anse sur le collecteur antérieur. Canal déférent n'entourant pas le caecum digestif gauche. Appareil copulateur mâle constitué par un cirre, spinulé ou non, situé dans la moitié gauche du corps (latéral, sub-latéral ou sub-médian), exceptionnellement à droite de la ligne médiane chez *Diplectanum minousi*. Œufs tétraédriques ou ovoïdes avec un filament polaire. Oncomiracidium avec cinq paires de protonéphridies. Parasites de Téléostéens marins, d'eau saumâtre ou d'eau douce.

Notre espèce a toutes les caractéristiques du genre *Diplectanum* Diesing, 1858 selon Oliver, 1987(sauf au niveau du nombre de crochets) :

Diplectaninae Monticelli, 1903. Hapteur avec trois barres transversales (deux latérales dorsales et une médiane ventrale) en connexion; deux paires d'hamuli (constituées chacune par un hamulus dorsal et un hamulus ventral) disposées à l'extrémité externe de la barre transversale latérale dorsale située du même côté; deux squamodisques (un dorsal et un ventral) constitués de pièces en forme d'osselets et imbriquées, disposées en rangées concentriques ouvertes vers l'avant et celles de la moitié antérieure dessinant un U; 14 crochets marginaux. Trois ou quatre paires d'organes glandulaires céphaliques; cellules ou masses glandulaires du hapteur et/ou bourses glandulaires du pédoncule haptoriale souvent présentes. Taches oculaires (deux paires) ou grains pigmentaires présents. Système osmorégulateur avec anse céphalique sur le collecteur antérieur. Cirre non spinulé ou pénis sclérifié avec ou sans pièce accessoire. Vagin présent, sclérifié ou non; ouverture du vagin située dans la moitié gauche du corps (latérale, sub-latérale ou sub-médiane), exceptionnellement à droite de la ligne médiane chez *Diplectanum minousi*. Œufs tétraédriques ou ovoïdes.

IV.5.3. Discussion

Une représentation plus juste du squamodisque des espèces du genre *Diplectanum* est donnée dans notre étude morphologique. En effet, tous les dessins vus dans la littérature représentent ses composantes sous forme d'osselets, alors qu'il a été observé clairement pour notre espèce, ainsi que chez plusieurs autres du genre, une forme arrondie de ces pièces dont leur base seule évoque un osselet. Nous sommes confortés dans nos observations par Oliver (1987) qui décrit ces structures comme étant des écailles modifiées; nos dessins le montrent explicitement.

Aucun de nos spécimens ne comporte plus de 10 crochetons, contrairement à la diagnose du genre (Oliver, 1987) qui en indique 14. Les deux paires manquantes sont peut-être très difficilement observables ou bien la diagnose devrait être modifiée ; nous n'avons pas assez d'observations pour trancher la question.

Nous n'avons pas pu pousser la détermination jusqu'à l'espèce par manque de bibliographie.

Nous avons discerné au moins trois autres espèces de Diplectanidae sur *Epinepheleus maculatus*. Notre espèce était la plus abondante et les individus préparés possédaient une organisation interne plus évidente. Il serait nécessaire d'étudier ces espèces et de les comparer entre elles, ce qui n'a pas été envisagé dans ce mémoire par manque de temps.

V. Comparaison des inventaires parasitologiques de Nouvelle-Calédonie et d'Heron Island

V.1. Les résultats

L'inventaire obtenu sur la durée de ce stage cumule des données sur 700 poissons répartis dans 137 espèces et 40 familles, avec environ 400 récoltes de parasites, pour la plupart non encore déterminés au niveau spécifique. 122 espèces de poissons, réparties dans 39 familles, ont été disséquées dans l'inventaire d'Heron Island; environ 350 Helminthes ont été récoltés pour les poissons (Lester et Sewell, 1989). Le tableau qui suit (Tableau 5) mentionne seulement les parasites trouvés chez les poissons communs aux deux inventaires, ceux-ci classés par famille dans l'ordre alphabétique. Mettre en parallèle les parasites des mêmes hôtes est en effet plus pertinent qu'une comparaison sur tous les poissons, qui n'est d'ailleurs pas possible. Seuls les Helminthes sont listés, nos récoltes de Protistes et Crustacés n'ayant pour l'instant pas été déterminées. En face de l'espèce de poisson est indiqué le nombre de poissons examinés (inconnu dans l'inventaire australien).

Légende des abréviations: ACA: Acanthocephala MON: Monogenea
 CES: Cestoda NEM: Nematoda
 DIG: Digenea TUR: Turbellaria

Heron Island	Nouvelle-Calédonie
Acanthuridae	
1. <i>Acanthurus xanthopterus</i>	
MON	(2)
Ancyrocephalidae: <i>Haliotrema dempsteri</i> (branchies)	MON Ancyrocephalidae (branchies)
Ancyrocephalidae: <i>Tetrancistrum fusiforme</i> (branchies)	TUR <i>Paravortex</i> sp. (peau)
2. <i>Zebrasoma veliferum</i>	
MON	(2)
Ancyrocephalidae: <i>Haliotrema parahaliotrema</i> (branchies)	MON Ancyrocephalidae (branchies)
Carangidae	
3. <i>Carangoides fulvoguttatus</i>	
MON	(1)
Axinidae (branchies)	MON 2 Heteromicrocotylidae:
2 Heteromicrocotylidae:	<i>Heteromicrocotyla australiensis</i> (branchies)
<i>Heteromicrocotyla australiensis</i> (branchies)	<i>Heteromicrocotylodes</i> n. sp. (branchies)
<i>Heteromicrocotylodes mirabilis</i> (branchies)	

NEM *Anisakis* larve (viscères)
Terranova larve (viscères)

DIG Digenea
CES Larves de Trypanorhynche

Carcharhinidae

4. *Carcharhinus melanopterus*

CES *Anthobothrium* sp. (intestin)
Echinobothrium sp. (intestin)
Rhinebothrium sp. (intestin)

(1)
Pas d'Helminthes (1 spécimen)

Chaetodontidae

5. *Chaetodon plebeius*

DIG Fellodistomidae: *Paradiscogaster* sp.
(intestin postérieur et rectum)
Fellodistomidae: *Symmetrovesicula* sp. (estomac)
Opecoelidae: *Podocotyloides stenometra* (intestin)

(1)
Pas d'Helminthes

6. *Chaetodon trifascialis*

DIG Fellodistomidae: *Discogasteroides* sp. (intestin)

(2)
Pas d'Helminthes

Echeneidae

7. *Echeneis naucrates*

DIG Lepocreadiidae (intestin)
MON Ancyrocephalidae (branchies)
Dionchidae: *Dionchus agassizi* (branchies)
Dionchidae: *Dionchus remorae* (branchies)
NEM *Capillaria* sp. (intestin)
Terranova larve type 2 (viscères)

(9)
DIG Digenea (caecum)
Digenea (estomac)
MON Dionchidae: *Dionchus* sp. (branchies)

Kyphosidae

8. *Kyphosus cinerascens*

MON Diplectanidae:
Heteroplectanum (= *Acleotrema*) sp (branchies).

(1)
MON Diplectanidae:
Heteroplectanum cf *kyphosi* (branchies)

Labridae

9. *Cheilinus chlorourus*

Pas d'Helminthes

(1)
NEM *Camallanus* sp. (intestin)

Lethrinidae

10. *Lethrinus nebulosus*

MON Diplectanidae: *Calydiscoides difficilis* (branchies)
Diplectanidae: *Calydiscoides* sp. (branchies)
Ancyrocephalidae: *Haliotrema* sp. (branchies)
Microcotylidae (branchies)
CES *Grillotia heroniensis* (mésentère)

(7)
MON Diplectanidae: *Calydiscoides* sp.
(branchies)
Ancyrocephalidae (branchies)
Microcotylidae (branchies)

DIG Digenea (intestin)
 NEM Nematoda (caecum)

Lutjanidae

11. *Lutjanus fulviflamma*

(10)

MON Ancyrocephalidae: *Haliotrema johnii* (branchies) MON Ancyrocephalidae (branchies)
 DIG Digenea (caecum)
 NEM Kystes de Nematoda (intestin)
 CES Larve de Cestode (estomac)

Pomacentridae

12. *Abudefduf sexfasciatus*

(7)

MON Ancyrocephalinae (branchies) ACA Acanthocephala (intestin)
 CES Adulte (intestin)
 Larves de Cestodes (intestin)
 NEM Nematoda (intestin)

Serranidae

13. *Cromileptes altivelis*

(1)

DIG Acanthostomatidae: *Mitotrema anthostomatum* (estomac) Pas d'Helminthes
 Bucephalidae: *Prosorhynchus* sp. (intestin)
 MON Ancyrocephalidae: *Haliotrema cromileptis* (branchies)

14. *Epinephelus fasciatus*

(16)

DIG Bivesiculidae: *Bivesicula* sp.
 Opcoelidae: *Helicometra fasciata* (intestin) DIG Digenea (caecum)
 Didymozoidae (opercule)
 MON Capsalidae MON Diplectanidae: *Pseudorhabdosynochus* sp. (branchies)
 Diplectanidae: *Diplectanum cupatum* (branchies)
 Ancyrocephalidae: *Haliotrema epinepheli* (branchies)
 CES *Scolex polymorphus*
 Larve de Tetracyllide (intestin) TUR *Paravortex* sp. (branchies)

15. *Epinephelus merra*

(2)

MON Diplectanidae: *Diplectanum cupatum* (branchies) MON Diplectanidae: *Diplectanum* sp. (branchies)
 Diplectanidae: *Diplectanum vagampullum* (br.)
 Ancyrocephalidae: *Haliotrema epinepheli* (br.)
 DIG Opcoelidae: *Cainocreadium epinepheli* (intestin) DIG Digenea (caecum)
 Opcoelidae: *Helicometra fasciata* (intestin) *Helicotrema fasciata* (*)
 Sanguinicolidae: *Pearsonellum corventum* (cœur) *Lepidapedoides kerapu* (*)
 NEM Nematoda (foie)
 CES *Scolex polymorphus* (*)
 Larves de Trypanorhynche (*)

16. *Epinephelus ongus*

(1)

MON Diplectanidae: *Diplectanum summanae* MON Diplectanidae: *Diplectanum* sp. (br.)
 DIG Sanguinicolidae: *Pearsonellum corventum* DIG Digenea (caecum)
 NEM Nematoda (caecum)
 Nematoda (estomac)

17. *Plectropomus leopardus*

DIG	Bivesiculidae (intestin)	(13)	Digenea (estomac)
	Bucephalidae: <i>Prosorhynchus</i> spp. (intestin)	DIG	Digenea (caecum)
	Didymozoidae (muscle operculaire)		Digenea (intestin)
	Hemiuridae (estomac)		
	Opecoelidae: <i>Pacificreadium serrani</i> (intestin)		
	Sanguinicolidae: <i>Pearsonellum corventum</i> (cœur)		
MON	Ancyrocephalidae	MON	Diplectanidae: <i>Diplectanum</i> sp. (br.)
	Diplectanidae		Capsalidae: <i>Trochopus</i> sp. (branchies)
	Capsalidae: <i>Trochopus</i> sp.		
CES	<i>Floriceps minacanthus</i> (cavité générale)	CES	Larves de Trypanorhynche (mésentère)
	Larve de Tetrphyllide (intestin)		
	Larves de Trypanorhynche (muscle operculaire)		
NEM	<i>Hysterothylacium</i> sp. (estomac)	NEM	<i>Capillaria</i> sp.
	<i>Terranova</i> sp.		

Siganiidae**18. *Siganus fuscescens***

DIG	Angiodictyidae: <i>Hexangium</i> sp.	(1)	Digenea (estomac)
	Bunocotylidae: <i>Genolinea</i> sp. (intestin antérieur)	DIG	
	Gyliauchenidae: <i>Gyliauchen</i> sp.		
	Haploplanchnidae: <i>Schikobalotrema</i> sp. (intestin)		
	Lepocreadiidae: <i>Opisthgonoporoides</i> sp. (intestin)		
MON	2 Ancyrocephalidae:	MON	Ancyrocephalidae:
	<i>Tetrancistrum nebulosi</i> (branchies)		<i>Tetrancistrum</i> sp. (branchies)
	<i>Tetrancistrum oraminii</i> (branchies)		
NEM	<i>Procamallanus</i> sp. (intestin antérieur)	NEM	Nematoda (estomac)
		NEM	Nematoda (intestin)

19. *Siganus lineatus*

MON	Ancyrocephalinae - 3 espèces (branchies)	(2)	MON	Trochopodinae (branchies)
	Ancyrocephalidae: <i>Tetrancistrum fusiforme</i> (branchies)			
NEM	<i>Procamallanus lonis</i> (intestin)		CES	Kystes de Cestodes (intestin)

(*) source: Rigby, Holmes, Cribb & Morand, 1997 (annexe 3 p. 34)

Tableau 5. Parasites des poissons communs aux inventaires de Nouvelle-Calédonie et d'Heron Island.

V.2. Discussion

Il est difficile de confronter précisément les données obtenues du fait du nombre différent d'individus disséqués pour chaque espèce de poisson, qui n'est d'ailleurs pas précisé pour l'inventaire d'Heron Island. Ainsi nous avons étudié par exemple un seul méroü de Grace Kelly *Cromileptes altivelis*, et aucun parasite n'a été trouvé, contrairement à Heron Island. Ceci ne signifie pas évidemment qu'en Nouvelle-Calédonie cette espèce n'est pas parasitée mais que nous manquons de matériel. Inversement, les parasites trouvés chez cet hôte à Heron

Island (3 espèces) sont probablement largement sous-estimés. Une analyse statistique serait donc extrêmement prématurée à ce niveau.

Toutefois, chez les espèces où le matériel est plus abondant (au moins sept poissons disséqués), on peut noter:

- autant d'espèces de parasites chez *Lethrinus nebulosus* dans les deux inventaires (5)
- pratiquement le double chez *Epinephelus fasciatus* d'Heron Island (7 contre 4)
- le double d'espèces chez *Echeneis naucrates* d'Heron Island (6 contre 3)
- le double d'espèces chez *Plectropomus leopardus* à Heron Island (14 contre 7)
- 4 espèces chez *Lutjanus fulviflamma* contre une seule à Heron Island, idem pour *Abudefduf sexfasciatus*.
- en considérant *Epinephelus merra* dont certains auteurs ont trouvé des parasites en Nouvelle-Calédonie (annexe 3 p. 34): 7 espèces contre 6 à Heron Island.

Le total est donc de 40 espèces de parasites à Heron Island et 34 en Nouvelle-Calédonie pour les 7 poissons les mieux échantillonnés. Pour les espèces où un ou deux poissons ont été disséqués en Nouvelle-Calédonie, on en compte 34 pour Heron Island, 19 pour la Nouvelle-Calédonie. Nous pouvons supposer que les spécialistes en Australie ont ouvert plusieurs poissons pour chaque espèce, notre résultat étant biaisé par le fait que nous n'avons pêché qu'un individu pour bon nombre d'espèces. L'inventaire d'Heron Island a de plus cumulé des contributions antérieures dans ses résultats.

On constate néanmoins qu'avec plus de poissons (une dizaine au lieu d'un ou deux), notre nombre de parasites se rapproche assez près de celui d'Heron Island et suggère que la biodiversité parasitaire en Calédonie est au moins aussi importante que dans le sud de la Grande Barrière, compte tenu des recherches australiennes plus fournies pour les quelques poissons considérés.

Notre nombre de poissons n'est bien sûr pas assez significatif pour l'affirmer. Malgré cela notre hypothèse semble être confirmée si l'on met côte à côte les résultats d'inventaires des 137 espèces de poissons néo-calédoniennes et ceux des 122 australiennes (espèces différentes excepté celles citées plus haut): 400 récoltes d'Helminthes contre 350.

Tout ceci est à pondérer avec les observations de Rohde (2002) qui estime à 20 000 espèces la biodiversité parasitaire des poissons marins autour d'Heron Island; l'inventaire de Lester et Sewell (1989) et le nôtre sont donc très fragmentaires et doivent être l'objet d'un travail approfondi sur plusieurs années.

VI. Conclusion et perspectives

Les parasites sont, nous l'avons vu, des organismes très peu inventoriés. Pourtant la majorité des animaux les héberge et ne pas les étudier revient à jeter un voile sur une grande partie de la biodiversité. Nos cinq Monogènes viennent doubler les connaissances de ce taxon en Nouvelle-Calédonie (5 espèces mentionnées par Young (1967), Hayward (1996) et Rohde, Roubal et Hewitt (1980), voir annexe 3 p. 34). La nouvelle espèce d'*Heteromicrocotyloides* constitue une contribution non négligeable pour le genre puisque celui-ci n'incluait jusqu'à présent qu'une espèce. Au regard des plusieurs milliers d'espèces existantes, notre inventaire laisse humblement entrevoir le vaste travail qui reste à accomplir dans cette région, aussi riche semble-t-il que le sud de la Grande Barrière d'après notre comparaison avec Heron Island. La biogéographie actuelle de la plupart des parasites du Pacifique correspond, le plus souvent hélas, à celle des parasitologues eux-mêmes! Pauvrement nourrie par de rares et superficiels inventaires, à l'image de celui d'Heron Island, elle est pourtant d'un intérêt notable, particulièrement pour la compréhension des mouvements migratoires de poissons, et mériterait des contributions plus significatives.

L'étude naturaliste devrait donc être amplifiée avec un nombre plus conséquent de poissons disséqués par espèce, des prises plus diversifiées par des techniques multiples de pêche et surtout se poursuivre sur le long terme (plusieurs années). Il est envisagé de compléter l'inventaire néocalédonien par des méthodes de biologie moléculaire, afin de préciser la phylogénie de plusieurs groupes de parasites difficiles à classer. En couplant ainsi les données morphologiques et moléculaires pour les Heteromicrocotylidae, il pourrait être mis en évidence leur appartenance à un groupe très dérivé, simplement supposée ici par leur organisation originale et complexe. De même, l'emploi de séquences génétiques judicieusement sélectionnées (type ADN 18S, 28S...) ferait tendre la systématique de certains taxons tel que les Diplectanidae vers plus de clarté et de précision.

VII. Bibliographie

- ALLEN, G. (2000). Marine fishes of the Great Barrier Reef and South-East Asia. *Western Australian Museum*, 292 p.
- BRAY, R. A. and CRIBB, T. H. (2000a). A new species of *Aponurus* Looss, 1907 (Digenea: Lecithasteridae) in butterflyfishes (Perciformes: Chaetodontidae) from New Caledonia. *Systematic Parasitology*, **46**, 181-189.
- BRAY, R. A., and CRIBB, T. H. (2000b). The status of the genera *Hysterolecithoides* Yamaguti, 1934, *Neotheletrum* Gibson & Bray, 1979 and *Machidatrema* Leon-Regagnon, 1998 (Digenea: Hemiuroidea), including a description of *M. leonae* n. sp. from Australian waters. *Systematic Parasitology*, **46**, 1-22.
- BROOKS, D. R. and MCLENNAN, D. A. (1993). Parascript: Parasites and the language of evolution. *Smithsonian series in comparative evolutionary biology*, 429 p.
- COMBES, C. (2001a). Les associations du vivant. L'art d'être parasite. *Flammarion, Paris*, 349 p.
- COMBES, C. (2001b). Parasitism. The ecology and evolution of intimate interactions. *University of Chicago Press*, 728 p.
- INTERNATIONAL COMMISSION ON ZOOLOGICAL NOMENCLATURE (1999). International code of zoological nomenclature. *International Trust for Zoological Nomenclature, in association with British Museum, London*, 338 p.
- HAYWARD, C. J. (1996). Revision of the monogenean genus *Polylabris* (Microcotylidae). *Invertebrate Taxonomy*, **10**, 995-1039.
- JUSTINE, J-L. (2001a). Les Vers. *Editions Clartés*, **4260**, 6 p.
- JUSTINE, J-L. (2001b). Les Nématelminthes. *Editions Clartés*, **4275**, 8 p.
- JUSTINE, J-L. (2003). Les Plathelminthes. *Editions Clartés*, **4270**, 8 p.
- LABOUTE, P. et GRANDPERRIN, R. (2000). Poissons de Nouvelle-Calédonie. *Ed. Catherine Ledru, Nouméa*, 520 p.
- LABOUTE, P., FEUGA, M. et GRANDPERRIN, R. (1991). Le plus beau lagon du Monde. *Editions Alizés*, 272 p.
- LAMOTHE-ARGUMENDO, R. (1996). Monogéneos de peces. X. especie nueva del género *Capsaloides*, parásito de *Tetraodon lineatus* de Mazatlán, Sinaloa, México. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México, Ser. Zool.* **68**, 169-170.
- LAMOTHE-ARGUMEDO, R. (1997). Nuevo arreglo taxonómico de la subfamilia Capsalinae (Monogenea: Capsalinae), clave para los géneros y dos combinaciones nuevas. *Anales Inst. Biol. Univ. Nac. Autón. México, Ser. Zool.* **68**, 208-209.

- LESTER, R. J. G. and SEWELL, K. B. (1989). Checklist of parasites from Heron Island, Great Barrier Reef. *Australian Journal of Zoology* **37**, 101-117.
- LIESKE, E. et MYERS, R. F. (1995). Guide des poissons des récifs coralliens. *Delachaux et Niestlé, Lausanne-Paris*, 420 p.
- MALMBERG, G. (1957) [On the occurrence of *Gyrodactylus* on Swedish fishes.] *Skrifter utgivna av Södra Sveriges Fiskeriförening. Årsskrift 1956*, 19-76. (En Suédois).
- MAMAEV, Yu. L. (1986). The taxonomical composition of the family Microcotylidae Taschenberg, 1879 (Monogenea). *Folia Parasitologica* **33**, 199-206.
- MYERS, F. (1999). Micronesian reef fishes. *Coral Graphics, Barrigada, Territory of Guam, USA* 331p.
- OLIVER, G. (1987). Les Diplectanidae Bychowsky, 1957 (Monogenea, Monopisthocotylea, Dactylogyridea). Systématique. Biologie. Ontogénie. Ecologie. Essai de phylogénèse. *Thèse d'état. Université des Sciences et Techniques du Languedoc*, 433p.
- RIGBY, M. C., HOLMES, J. C., CRIBB, T. H. and MORAND, S. (1997). Patterns of species diversity in the gastrointestinal helminths of a coral reef fish, *Epinephelus merra* (Serranidae), from French Polynesia and the South Pacific Ocean. *Canadian Journal of Zoology*, **75**, 1818-1827.
- ROHDE, K. (1977). Habitat partitioning in monogenea of marine fishes. *Heteromicrocotyla australiensis*, sp. nov. and *Heteromicrocotyloides mirabilis*, gen. and sp. nov. (Heteromicrocotylidae) on the gills of *Carangoides emburyi* (Carangidae) on the Great Barrier Reef, Australia. *Zeitschrift für Parasitenkunde* **53**, 171-182.
- ROHDE, K., ROUBAL, F. and HEWITT, G. C. (1980). Ectoparasitic Monogenea, Digenea, and Copepoda from the gills of some marine fishes of New Caledonia and New Zealand. *New Zealand Journal of Marine & Freshwater Research*, **14**, 1-13.
- ROHDE, K. (2002). Ecology and biogeography of marine parasites. *Advances in Marine Biology* **43**, 2-17.
- YAMAGUTI, S. (1963). Systema Helminthum, Volume IV: Monogenea and Aspidocotylea. *Interscience Publishers*, 699 p.
- YAMAGUTI, S. (1968). Monogenetic Trematodes of Hawaiian Fishes. *University of Hawaii Press, Honolulu*, 287 p.
- YOUNG, P. C. (1967). Some species of the genus *Tetrancistrum* Goto and Kikuchi, 1917 (Monogonoidea: Dactylogyridae). *Journal of Parasitology*, **53**, 1016-1022.

Sites internet:

- (1) http://www.eman.rese.ca/rese/ecotools/protocols/terrestrial/parasites_of_birds/page23.html
 (2) <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi>

Annexe 1: Taxonomie simplifiée des Helminthes.

• Plathelminthes

Neodermata

Trematoda (Trématodes)
Digenea (Digènes)
Aspidogastrea

Monogenea (Monogènes)
Polyopisthocotylea
Monopisthocotylea

Cestoda (Cestodes)

NB/ Certains Turbellaria sont également parasites

• Nemathelminthes (Nématodes)

Aphasmiens
Trichocephalida (trichines)

Phasmiens (=Secernentea)
Ascaridia (*Ascaris*, *Toxocara*)
Spirudida (filaire)
Oxyurida (oxyures)
Strongylida (strongles)

NB/ Les recherches récentes en systématique moléculaire suggèrent que les Phasmiens formeraient un groupe à l'intérieur des Aphasmiens, celui-ci ne constituant plus un groupe phylogénétique valable.

• Acanthocéphales

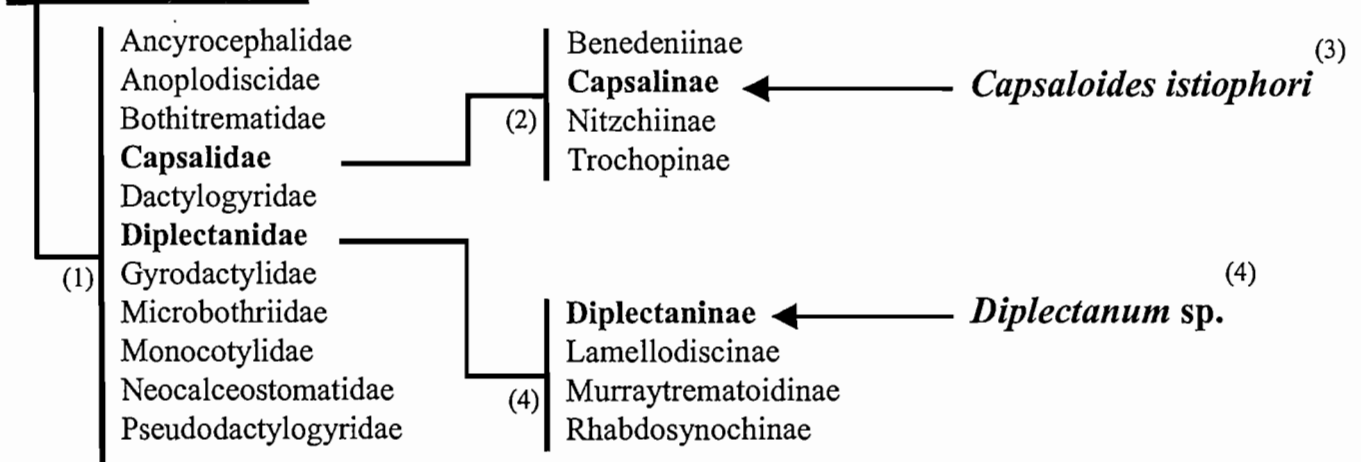
Archiacantocephala
Eoacanthocephala
Palaeacanthocephala

• Pentastomides

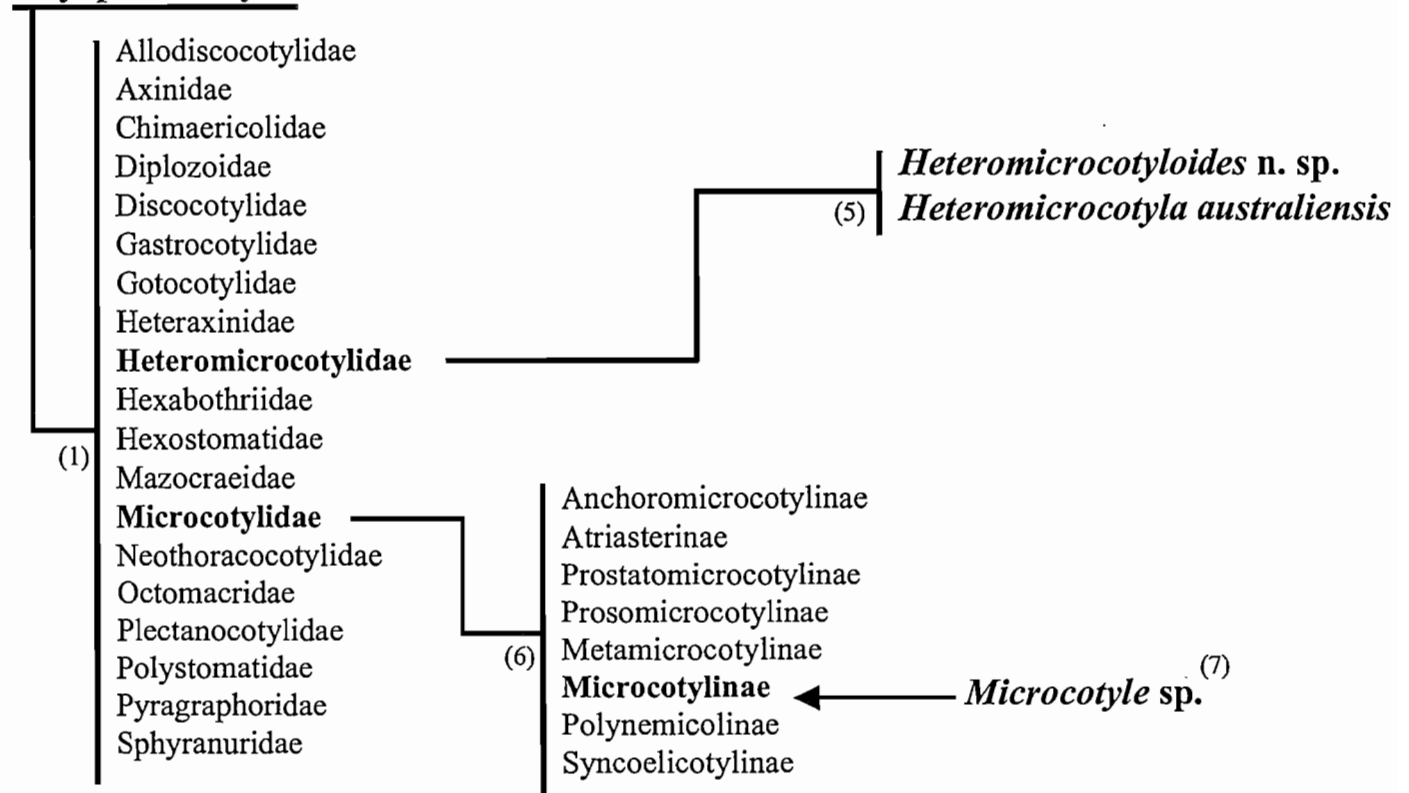
Références: Justine, 2001a, 2001b et 2003.

Annexe 2: Position taxonomique des cinq Monogènes décrits.

Monopisthocotylea



Polyopisthocotylea



Références: (1): Site internet 2; (2): Lamothe-Argumendo, 1997; (3) Lamothe-Argumendo, 1996; (4): Oliver, 1987; (5): Rohde, 1977, (6): Mamaev, 1986; (7): Yamaguti, 1963.

Annexé 3 : Les Helminthes de poissons de Nouvelle-Calédonie mentionnés par les travaux antérieurs.

MONOGENEA MONOPISTHOCOTYLEA

1. *Tetrancistrum nebulosi*
 hôtes: *Siganus nebulosus* (Young, 1967)
Siganus oramin (Young, 1967)
Siganus sp. (Young, 1967)

MONOGENEA POLYPISTHOCOTYLEA

2. *Allopseudaxine* sp.
 hôte: *Katsuwonus pelamis* (Rohde, Roubal, & Hewitt, 1980)
3. *Allopseudaxinoides vagans*
 hôte: *Katsuwonus pelamis* (Rohde, Roubal, & Hewitt, 1980)
4. *Neothoracocotyle acanthocybii*
 hôte: *Acanthocybium solandri* (Rohde, Roubal, & Hewitt, 1980)
5. *Polylabris sillagina*
 hôte: *Sillago sihama* (Hayward, 1996)

DIGENEA

6. *Aponurus chelebesoi*
 hôtes: *Siganus doliatus* *Chaetodon pelewensis*
Aponurus chelebesoi *Chaetodon acuminatus*
Chaetodon citrinellus *Coradion altivelis*
Chaetodon auriga *Forcipiger flavissimus*
Chaetodon ephippium *Heniochus acuminatus*
Chaetodon flavirostris *Heniochus chrysostomus*
Chaetodon lineolatus *Heniochus monoceros*
Chaetodon melannotus
Chaetodon mertensii (Bray & Cribb, 2000a)
7. *Helicometra fasciata*
 hôte: *Epinephelus merra* (Rigby, Holmes, Cribb, & Morand, 1997)
8. *Hysterolecithoides frontilatus*
 hôte: *Siganus doliatus* (Bray & Cribb, 2000b)
9. *Lepidapedoides kerapu*
 hôte: *Epinephelus merra* (Rigby, Holmes, Cribb, & Morand, 1997)
10. *Syncoelium filiferum*
 hôte: *Katsuwonus pelamis* (Rohde, Roubal, & Hewitt, 1980)
- #### CESTODA
11. *Scolex polymorphus*
 hôte: *Epinephelus merra* (Rigby, Holmes, Cribb, & Morand, 1997)
12. Larves Trypanorhyncha
 hôte: *Epinephelus merra* (Rigby, Holmes, Cribb, & Morand, 1997)

Annexe 4 : Tableaux des mesures complètes
des Monogènes étudiés.

	baume non coloré 6	baume non coloré 5	baume non coloré 4	baume non coloré 3	baume non coloré 1	baume coloré 4	baume coloré 2	baume coloré 1	malmberg 1	malmberg	malmberg 3	malmberg 4	Max	Min	Moy	E
longueur	2	2.2	3.5	2.65	3.65	2	3.5	3.5	5.6	5	5.5	3.8	5.6	2	3.58	1.27
largeur	0.35	1.1	0.92	0.95	1.3	1.3	1	2.8	2.5	1.45	2.1	2.3	2.8	0.35	1.51	0.75
pad 1 L	0.48	0.68	0.66	0.81	0.85	0.97	0.72	0.9	1.8	0.85	1.8	1.05	1.8	0.48	0.96	0.42
pad 1 l	0.1	0.21	0.16	0.2	0.21	0.22	0.21	0.27	0.45	0.5	0.4	0.3	0.5	0.1	0.27	0.12
pad 2 L	0.32	0.6	0.55	0.48	0.7	0.75	0.55	0.6	1.45	0.65	1.1	0.65	1.45	0.32	0.70	0.30
pad 2 l	0.1	0.225	0.18	0.25	0.22	0.25	0.19	0.25	0.45	0.35	0.4	0.35	0.45	0.1	0.27	0.10
pad 3 L	0.42	0.55	0.52	0.68	0.9	0.71	0.69	0.83	1.55	1.08	1.5	1	1.55	0.42	0.87	0.36
pad 3 l	0.11	0.18	0.17	0.21	0.09	0.15	0.19	0.26	0.45	0.31	0.4	0.35	0.45	0.09	0.24	0.12
pince sessile la plus grosse L	0.11	0.18	0.17	0.18	0.2	0.18	0.17	0.19	0.225	0.245	0.25	0.21	0.25	0.11	0.19	0.04
pince sessile la plus grosse l	0.04	0.05	0.05	0.05	0.05	0.05	0.06	0.05	0.06	0.05	0.06	0.055	0.06	0.04	0.05	0.01
nb pincés pad 1	20	12	21	20	21	22	20	21	22	20	22	14	22	12	19.58	3.20
nb pincés pad 2	15	15	15	12	15	15	9	15	14	15	15	13	15	9	14.00	1.86
nb pincés pad 3	24	27	24	27	27	21	26	24	25	26	28	28	28	21	25.58	2.07
nb testicules	60	90	95	74	96 ?		104	86	80	85	85	70	104	60	84.09	12.63
pharynx L	0.04	0.06	0.05	0.075	0.06	0.07	0.065	0.045	0.1	0.075	0.075	0.06	0.1	0.04	0.06	0.02
pharynx l	0.025	0.04	0.03	0.04	0.045	0.04	0.035	0.04	0.08	0.05	0.06	0.04	0.08	0.025	0.04	0.01
ventouse buccale 1 L	0.1	0.1	0.09	0.13	0.075	0.085	0.15	0.11	0.19	0.15	0.075	0.075	0.19	0.075	0.11	0.04
ventouse buccale 1 l	0.05	0.07	0.04	0.075	0.14	0.065	0.065	0.065	0.13	0.1	0.06	0.06	0.14	0.04	0.08	0.03
ventouse buccale 2 L	0.1	0.13	0.07	0.135	0.125	0.08	0.16	0.095	0.18	0.15	0.1	0.08	0.18	0.07	0.12	0.03
ventouse buccale 2 l	0.03	0.06	0.04	0.055	0.075	0.08	0.08	0.048	0.125	0.09	0.075	0.06	0.125	0.03	0.07	0.03
nb petits crochets de a.c.a.	90	55	100	70	130	100	90	100	150	130	150	140	150	55	108.75	31.05
longueur max petits crochets a.c.a.	0.04	0.03	0.04	0.035	0.05	0.065	0.05	0.06	0.05	0.05	0.065	0.05	0.065	0.03	0.05	0.01
nb épines couronne	41	41	50	44	47	47	47	50	51	50	53	51	53	41	47.67	3.94
longueur épine couronne max	0.05	0.04	0.045	0.045	0.045	0.04	0.045	0.05	0.04	0.05	0.045	0.05	0.05	0.04	0.05	0.00
longueur épine couronne min	0.03	0.03	0.03	0.03	0.035	0.03	0.025	0.025	0.03	0.03	0.025	0.04	0.04	0.025	0.03	0.00
nb crochets cirre	24	22	23	20	21	20	20	21	26	25	26	22	26	20	22.50	2.28
longueur max crochets cirres	0.21	0.23	0.22	0.22	0.21	0.21	0.21	0.2	0.24	0.23	0.225	0.24	0.24	0.2	0.22	0.01

Tableau 6. Tableau des mesures d'*Heteromicrocoryloides* n.sp. (mesures en mm)

	baume coloré 4	baume coloré 3	baume coloré 2	baume coloré 1	baume 6	baume coloré 7	max	min	moy	E
longueur corps	6.2	6.1	6.1	4.2	6.15	5	6.2	4.2	5.63	0.83
largeur corps	0.7	0.95	0.85	0.6	1.12	0.8	1.12	0.6	0.84	0.18
longueur opishapteur sessile	2.3	2.5	2.6	3.1	2.5	1.85	3.1	1.85	2.48	0.41
longueur opishapteur pédonculé	1.85	1.8	2	2.3	3.05	1.65	3.05	1.65	2.11	0.51
petite pince antérieure sessile L	0.1	0.11	0.07	0.1	0.11	0.08	0.11	0.07	0.10	0.02
petite pince antérieure sessile I	0.05	0.07	0.1	0.05	0.075	0.05	0.1	0.05	0.07	0.02
petite pince postérieure sessile L	0.09	0.09	0.07	0.075	0.085	0.08	0.09	0.07	0.08	0.01
petite pince postérieure sessile I	0.06	0.05	0.05	0.05	0.055	0.045	0.06	0.045	0.05	0.01
plus grosse pince sessile L	0.27	0.26	0.28	0.21	0.28	0.3	0.3	0.21	0.27	0.03
plus grosse pince sessile I	0.1	0.1	0.1	0.1	0.11	0.115	0.115	0.1	0.10	0.01
plus grosse pince pédonculée L	0.115	0.11	0.15	0.115	0.15	0.15	0.15	0.11	0.13	0.02
plus grosse pince pédonculée I	0.06	0.07	0.06	0.075	0.075	0.075	0.075	0.06	0.07	0.01
nb pinces sessiles	33	32	33	26	28	30	33	26	30.33	2.88
nb pinces pédonculées	33	34	36	33	29	34	36	29	33.17	2.32
nb testicules	86	90	76	78	78	90	90	76	83.00	6.42
pharynx L	0.04	0.03	0.055	0.05	0.05	0.05	0.055	0.03	0.05	0.01
pharynx I	0.02	0.027	0.05	0.045	0.04	0.045	0.05	0.02	0.04	0.01
ventouse buccale 1 L	0.065	0.06	0.08	0.075	0.08	0.06	0.08	0.06	0.07	0.01
ventouse buccale 1 I	0.05	0.04	0.065	0.05	0.065	0.055	0.065	0.04	0.05	0.01
ventouse buccale 2 L	0.06	0.055	0.075	0.08	0.08	0.06	0.08	0.055	0.07	0.01
ventouse buccale 2 I	0.055	0.005	0.06	0.045	0.075	0.06	0.075	0.005	0.05	0.02
nb de petits crochets du a.c.a.	49	32	53	41	45	44	53	32	44.00	7.21
longueur max petits crochets du a.c.a.	0.035	0.025	0.012	0.03	0.025	0.03	0.035	0.012	0.03	0.01
nb d'épines devant couronne	82	60	60	52	50	80	82	50	64.00	13.80
longueur max épines devant couronne	0.026	0.035	0.02	0.03	0.0315	0.04	0.04	0.02	0.03	0.01
nb petites épines devant couronne	44	44	25	37	30	36	44	25	36.00	7.56
longueur max petites épines devant couronne	0.01	0.01	0.01	0.01	0.007	0.013	0.013	0.007	0.01	0.00
nb épines couronne	37	37	44	43	43	41	44	37	40.83	3.13
longueur max épines couronne	0.026	0.022	0.021	0.02	0.032	0.022	0.032	0.02	0.02	0.00

Tableau 7. Tableau des mesures d'*Heteromicrocotyla australiensis* (mesures en mm)

Tableau 8. Tableau des mesures de *Capsaloides istiophori*. (mesures en mm).

	533-1	533-2-A	533-3-A	533-2-B	533-3-C	533-4-A	533-4-B	533-4-C	533-5-A	533-5-B	533-5-C	533-6-A	533-6-B	533-7-A	533-7-B	533-8-A	533-8-B	533-9-A	533-9-B	max	min	moy	E
longueur	2.9	2.4	1.9	2.52	1.8	2.08	2.68	1.6	2.49	2.1	2.2	2.22	2	2.9	2.41	2.41	2.12	2.49	2.1	2.9	1.6	2.28	0.25
largeur	2.4	2.05	1.52	1.97	1.7	1.8	2.1	1.5	1.28	1.4	1.5	1.85	1.95	1.7	1.85	1.9	1.62	1.9	1.45	2.4	1.28	1.76	0.25
nb petites couronnes marginales droite	45	45	43	47	39	53	43	52	42	49	41	39	55	50	45	42	46	48	39	55	39	45.42	4.80
nb petites couronnes marginales gauche	45	43	50	50	43	46	46	55	43	52	44	36	58	43	46	50	44	48	41	58	36	46.47	5.16
nb couronnes tête droite	4	4	5	5	5	5	5	5	4	7	5	6	6	5	5	4	6	5	7	4	5.06	0.85	
nb couronnes tête gauche	4	4	4	4	5	5	5	5	5	3	5	5	5	5	5	6	5	6	5	6	3	4.69	0.75
bapteur L	0.9	0.82	0.75	0.72	0.72	0.65	0.72	0.82	0.75	0.68	0.7	0.7	0.53	0.68	0.98	0.915	0.75	0.715	0.59	0.98	0.53	0.74	0.11
bapteur l	0.67	0.78	0.69	0.59	0.55	0.55	0.52	0.6	0.62	0.5	0.49	0.62	0.55	0.51	0.61	0.615	0.55	0.48	0.45	0.78	0.45	0.57	0.08
largeur mb bapteur	0.08	0.09	0.08	0.06	0.08	0.06	0.075	0.06	0.075	0.08	0.09	0.08	0.06	0.1	0.13	0.11	0.09	0.05	0.08	0.13	0.05	0.08	0.02
pharynx L	0.26	0.2	0.2	0.21	0.15	0.21	0.23	0.2	0.21	0.24	0.21	0.215	0.18	0.28	0.25	0.26	0.21	0.21	0.22	0.28	0.15	0.22	0.03
pharynx l	0.25	0.15	0.18	0.2	0.12	0.18	0.2	0.16	0.15	0.22	0.16	0.16	0.15	0.16	0.19	0.165	0.15	0.2	0.175	0.25	0.12	0.18	0.03
ventouse l L	0.36	0.35	0.35	0.31	0.35	0.25	0.32	0.31	0.25	0.21	0.31	0.4	0.2	0.38	0.39	0.35	0.3	0.28	0.25	0.4	0.2	0.31	0.06
ventouse l l	0.3	0.29	0.25	0.26	0.3	0.21	0.19	0.28	0.2	0.14	0.11	0.25	0.12	0.2	0.29	0.21	0.15	0.22	0.2	0.3	0.11	0.22	0.06
ventouse 2 L	0.35	0.3	0.32	0.36	0.31	0.3	0.35	0.3	0.31	0.35	0.3	0.31	0.2	0.38	0.35	0.38	0.21	0.35	0.28	0.38	0.2	0.32	0.05
ventouse 2 l	0.3	0.28	0.2	0.25	0.25	0.25	0.21	0.25	0.15	0.25	0.2	0.29	0.15	0.28	0.29	0.15	0.2	0.22	0.21	0.3	0.15	0.23	0.05
longueur crochet 1	0.155	0.15	0.155	0.135	0.145	0.15	0.155	0.142	0.139	0.132	0.145	0.125	0.118	0.11	0.162	0.16	0.162	0.12	0.137	0.162	0.11	0.14	0.01
largeur max crochet 1	0.041	0.035	0.04	0.039	0.035	0.04	0.03	0.032	0.031	0.04	0.035	0.04	0.028	0.042	0.035	0.04	0.035	0.035	0.043	0.043	0.028	0.04	0.01
longueur crochet 2	0.16	0.15	0.16	0.14	0.148	0.15	0.15	0.142	0.14	0.14	0.14	0.13	0.115	0.132	0.16	0.145	0.16	0.15	0.13				
largeur max crochet 2	0.035	0.038	0.038	0.04	0.035	0.038	0.032	0.04	0.035	0.038	0.035	0.04	0.038	0.035	0.041	0.042	0.037	0.038	0.04				
longueur citre					0.4													0.48	0.45	0.48	0.4	0.44	0.04

Tableau 9. Tableau des mesures de *Diplectanum* sp. (mesures en µm)

référence lame	430A	430A	430C	430A	430C	430D	430E	430G	459A	459C	max	min	moy	E	
longueur	575	450	460	565	605	465	425	415	720	550		720	415	523	97.0
largeur (à la base du hauteur)	140	150	75	100	140	155	160	125	210	150		210	75	141	36.2
diamètre squamosité	54	55	57	65	59	55	50	50	64	54		65	50	56	5.1
longueur cirre	65	63	59	61	65	61	63	49	70	60		70	49	62	5.4
largeur cirre	44	39	28	36	39	36	35	30	46	39		46	28	37	5.6
longueur haptère	220	185	155	225	215	185	165	165	240	190		240	155	195	29.0
largeur haptère	75	50	20	70	70	70	80	45	90	75		90	20	65	20.5
a 1	32	31	30	33	31	39	32	31	32	40		40	29	32	2.9
a 2	35	30	31	36	31	33	30	31	29	31					
b 1	35	30	23	31	30	21	30	30	40	30		40	21	30	4.9
b 2	32	31	31	22	29	35	36	22	30	30					
c 1	20	20	20	23	21	32	19	19	22	22		32	19	23	4.0
c 2	21	21	25	32	20	21	21	19	29	23					
d 1	15	15	10	16	15	12	14	14	18	14		20	10	14	2.8
d 2	16	14	10	18	11	16	14	11	20	11					
f 1	8	8	8	9	11	10	10	9	11	11		11	7	9	1.2
f 2	9	9	9	11	10	7	9	8	8	10					
g 1	6	6	7	8	9	8	8	8	10	9		10	4	7	1.5
g 2	7	7	6	10	7	7	6	4	6	8					
a 1	30	30	28	30	30	31	30	26	30	31		31	26	30	1.2
a 2	30	29	31	30	29	30	30	30	28	29					
b 1	29	29	24	28	29	40	28	22	28	30		40	22	28	3.7
b 2	29	28	22	26	29	29	30	30	28	27					
c 1	16	15	19	11	15	18	15	15	18	18		19	10	16	2.4
c 2	15	14	15	10	15	15	14	18	18	19					
L1	50	50	49	50	50	49	45	48	50	41		59	41	49	3.4
L2	59	48	49	50	48	45	47	51	48	51					
Lm	69	61	68	61	70	58	65	66	74	58		74	58	65	5.4

Année: 2003

Nom de l'auteur: Charles Beaufrère

Lieu: Institut de Recherche pour le Développement, Nouméa, Nouvelle-Calédonie

Titre: Systématique de cinq Monogènes de poissons marins de Nouvelle-Calédonie

Résumé:

Cinq Monogènes récoltés dans le cadre de l'inventaire des parasites des poissons marins de Nouvelle-Calédonie sont étudiés dans ce mémoire. Une nouvelle espèce d'*Heteromicrocotyloides* prélevée sur *Carangoides fulvoguttatus* (Carangidae) est décrite. Elle se distingue de la seule espèce actuelle du genre, *H. mirabilis* Rohde, 1977, par les dimensions plus grandes des appareils sexuels et leur nombre d'épines plus important. Quatre études morphologiques suivent: *Heteromicrocotyla australiensis* Rohde, 1977 trouvée sur *Carangoides fulvoguttatus* (Carangidae), *Microcotyle* sp. sur *Lethrinus nebulosus* (Lethrinidae), *Capsaloides istiophori* Yamaguti, 1968 sur *Tetrapturus audax* (Istiophoridae) et *Diplectanum* sp. sur *Epinephelus maculatus* (Serranidae).

La comparaison des parasites de notre inventaire avec ceux trouvés sur les mêmes poissons à Heron Island, île du sud de la Grande Barrière de Corail australienne, suggère que leur biodiversité est au moins aussi importante en Nouvelle-Calédonie. Les résultats de ce travail doublent la connaissance de la faune des Monogènes en Nouvelle-Calédonie, puisque seulement cinq espèces avaient été signalées jusqu'ici. Ceci montre la large méconnaissance des parasites en Nouvelle-Calédonie et par extension dans le Pacifique Ouest, et devrait motiver des recherches plus approfondies dans ce domaine, notamment par l'emploi des techniques de la biologie moléculaire.

Abstract:

Five monogeneans, which have been collected during a survey of parasites of New Caledonia marine fishes, are studied in this account. A new species of *Heteromicrocotyloides*, collected from the gills of *Carangoides fulvoguttatus* (Carangidae), is described. It is different from *H. mirabilis* Rohde, 1977, the single species in the genus, by greater size and more numerous spines of the sexual apparatus. Four morphological studies follow: *Heteromicrocotyla australiensis* Rohde, 1977 from *Carangoides fulvoguttatus*, *Microcotyle* sp. from *Lethrinus nebulosus* (Lethrinidae), *Capsaloides istiophori* Yamaguti, 1968 from *Tetrapturus audax* (Istiophoridae) and *Diplectanum* sp. from *Epinephelus maculatus* (Serranidae).

The comparison between our parasitological survey and that from the same fish species in Heron Island, a coral cay of the Australian Great Barrier Reef, shows that the biodiversity of parasites is at least as rich in New-Caledonia. The results of this work doubles our knowledge of the monogenean fauna in New Caledonia, because only five species had been recorded until now. The parasitic fauna of New Caledonia, and in the West Pacific in general, is still very poorly known. There is a need for more extensive research, especially using molecular biological techniques.