

Taxonomie des holothuries des Comores

Yves Samyn
Didier VandenSpiegel
Claude Massin



Abc Taxa

une Série de Manuels
Dédiés aux Renforcements
des Capacités en Taxonomie
et en Gestion des Collections



Produit avec le soutien financier de la
Direction générale de la Coopération
au Développement, Belgique

Editeurs

Yves Samyn – Zoologie (non africaine)

Point focal belge pour l'Initiative Taxonomique Mondiale
Institut royal des Sciences naturelles de Belgique
Rue Vautier 29, B-1000 Bruxelles, Belgique
yves.samyn@sciencesnaturelles.be

Didier VandenSpiegel – Zoologie (africaine)

Département de Zoologie africaine
Musée royal de l'Afrique centrale
Chaussée de Louvain 13, B-3080 Tervuren, Belgique
dvdspiegel@africamuseum.be

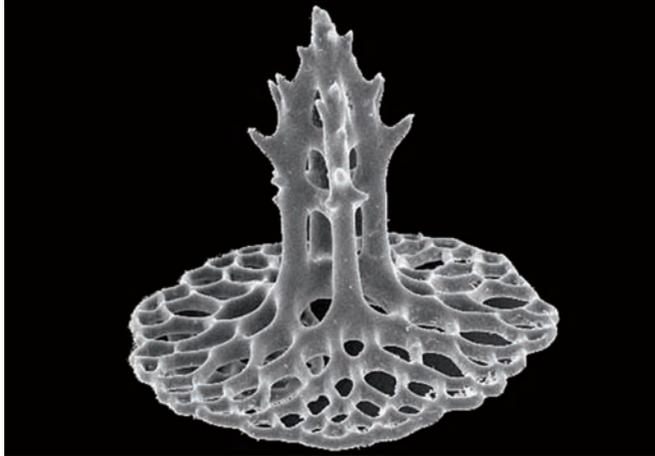
Jérôme Degreef – Botanique

Point focal belge pour la Stratégie Globale sur la Conservation des Plantes
Jardin botanique national de Belgique
Domaine de Bouchout, B-1860 Meise, Belgique
jerome.degreef@br.fgov.be

Instructions aux auteurs

<http://www.biodiv.be/abctaxa>

Taxonomie des holothuries des Comores



par

Yves Samyn

Point focal belge pour l'Initiative Taxonomique Mondiale
Institut royal des Sciences naturelles de Belgique
Rue Vautier 29, B-1000 Bruxelles, Belgique
Email: yves.samyn@sciencesnaturelles.be

Didier VandenSpiegel

Département de Zoologie africaine
Musée royal de l'Afrique centrale
Chaussée de Louvain 13, B-3080 Tervuren, Belgique
Email : dvdspiegel@africamuseum.be

Claude Massin

Département des Invertébrés
Institut royal des Sciences naturelles de Belgique
Rue Vautier 29, B-1000 Bruxelles, Belgique
Email : claudio.massin@sciencesnaturelles.be

Préface

La conservation de la biodiversité est fondamentale pour le succès du processus de développement économique. La constante érosion de cette biodiversité, la destruction des habitats naturels, et les changements planétaires en général ont forcé les Nations Unies à développer une convention visant à placer le développement économique dans un contexte écologique bénéfique à toute l'humanité. En juin 1992, s'est tenue à Rio de Janeiro une conférence des Nations Unies sur l'Environnement et le Développement qui a donné naissance à, entre autre, la Convention sur la diversité biologique.

Le gouvernement de l'Union des Comores est l'un des états membres qui a signé (juin 1992) puis ratifié (septembre 1994) la Convention sur la diversité biologique. En conséquence, l'Union des Comores a fondé son propre Point focal national (confié au Ministère de la Production et de l'Environnement à Moroni) en y attachant un centre de dissémination des informations sur la biodiversité. Déjà en 2000, cette structure élaborera sa « Stratégie Nationale et Plan d'Action pour la Conservation de la Diversité Biologique ». Ce document donne non seulement une vue générale de la biodiversité comorienne mais, en plus, identifie les valeurs utilisables dans les ressources naturelles des Comores. En ce qui concerne les concombres de mer ou holothuries (l'une des cinq classes actuelles d'échinodermes), l'état des connaissances est resté très fragmentaire. Le gouvernement comorien, par l'intermédiaire de la Direction Générale de l'Environnement¹ (DGE), a récemment pris conscience de cette lacune et a demandé au Musée royal de l'Afrique centrale à Tervuren, Belgique (MRAC) de l'aider à développer un plan stratégique pour remédier à la méconnaissance de cette ressource naturelle.

Le Musée royal de l'Afrique centrale, avec l'appui financier de la Commission de l'Océan Indien, a initié fin 2003 une étude visant à établir un premier inventaire des holothuries récifales de l'archipel. Ce travail a permis de rédiger un rapport préliminaire sur la biodiversité des holothuries (VandenSpiegel & Samyn, 2003). Ce rapport montre qu'une connaissance approfondie des holothuries comoriennes passe impérativement par la mise en place aux Comores d'une cellule formée pour la taxonomie de ce groupe. A cet effet, deux biologistes comoriens ont bénéficié d'une formation approfondie en taxonomie des holothuries, formation organisée en Belgique par le Point focal belge pour l'Initiative Taxonomique Mondiale (GTI, Global Taxonomy Initiative).

Cet apprentissage est ici finalisé par un manuel qui explicite les méthodes et les caractères utilisés dans la taxonomie des holothuries. Nous espérons que ce volume stimulera non seulement les chercheurs comoriens mais aussi d'autres biologistes qui veulent se spécialiser en matière de taxonomie des holothuries. Ce manuel est conçu de façon à permettre aux novices de se familiariser avec l'étude taxonomique des holothuries récifales de l'Océan Indien tropical, en particulier les espèces présentes dans l'Union des Comores. Il est le résultat

¹ Actuellement la Direction Nationale de l'Environnement, des Forêts et des Stratégies Agricoles

d'une étude réalisée conjointement par un taxonomiste du Musée royal de l'Afrique centrale, deux taxonomistes de l'Institut royal des Sciences naturelles de Belgique et par certains acteurs locaux de la DGE et de l'ONG Association d'Intervention pour le Développement et l'Environnement (AIDE).

Le financement pour cet ouvrage provient de la Commission de l'Océan indien, de l'Union Européenne, de l'Institut royal des Sciences naturelles de Belgique (IRScNB), du Musée royal de l'Afrique centrale (MRAC), du Fonds Léopold III pour l'Exploration et la Conservation de la Nature et de la Direction générale de la Coopération au Développement, Belgique.

Le support logistique a été fourni par la DGE, le Centre National de Documentation et de Recherche Scientifique (CNDRS), l'ONG AIDE, le MRAC et l'IRScNB.

Bruxelles, juillet 2006

Sommaire

1.	La biodiversité aux Comores	1
2.	Les échinodermes	3
3.	Les concombres de mer ou holothuries	4
3.1.	Généralités	4
3.2.	Biologie	6
3.3.	Valeur économique des holothuries	8
4.	Etude taxonomique des holothuries	11
4.1.	Législation et transport.....	11
4.2.	Récolte du matériel	12
4.2.1.	Spécimens pour études morphologiques.....	12
4.2.1.	Tissu pour études moléculaires.....	13
4.3.	Nombre de spécimens requis	13
4.4.	Relaxation/anesthésie des spécimens récoltés.....	15
4.5.	Préservation des spécimens récoltés	15
4.6.	L'étiquetage	17
4.7.	La banque de données	18
4.8.	L'holothurie: un véritable micro-écosystème	19
5.	Systématique des holothuries	20
5.1.	Préparation des spicules.....	22
5.1.1.	Pour la microscopie photonique	22
5.1.2.	Pour la microscopie électronique	24
5.2.	Types de spicules les plus fréquents	24
6.	Etude systématique	32
6.1.	Les holothuries de l'Archipel des Comores.....	32
6.2.	Clef d'identification	33
7.	Guide d'identification	39
8.	Quelques références	122
8.1.	Guides d'identifications (Indo-Pacifique).....	122
8.2.	Etudes de référence.....	122
9.	Remerciements	127
10.	Au sujet des auteurs.....	128
11.	Appendix –Index taxonomique	129

1. La biodiversité aux Comores

L'Archipel des Comores est situé au nord du canal du Mozambique entre Madagascar et le continent africain. Il se compose de quatre îles volcaniques : Mayotte, Anjouan, Mohéli et Grande Comore. Mayotte est restée sous administration française, tandis que les trois autres îles constituent l'Union des Comores (Fig. 1). Ces îles sont d'origine géologique relativement récente et sont isolées de tous côtés par des fonds marins de plus de 2000 m. Ces îles océaniques sont jeunes dans le contexte géologique et encore plus jeunes dans le contexte biologique.

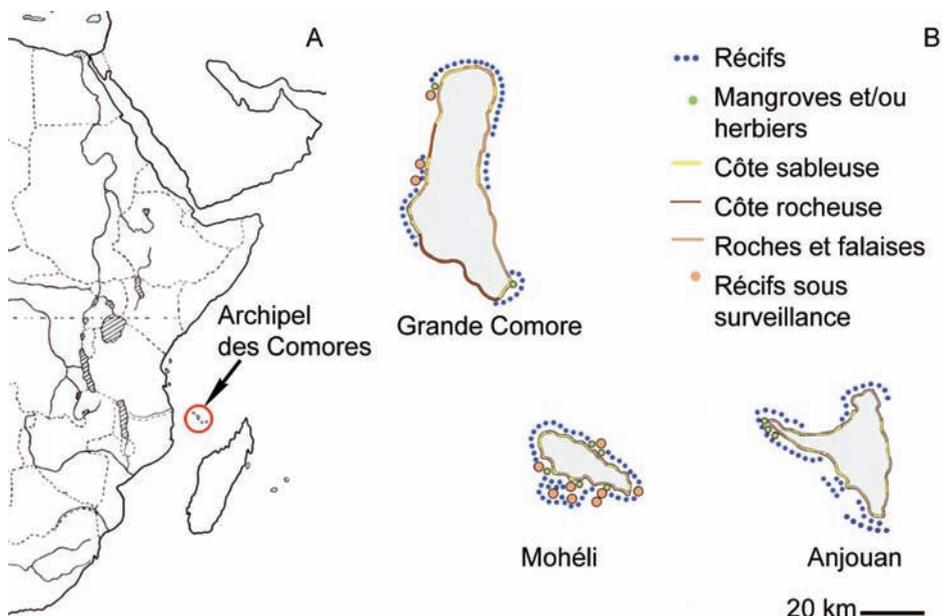


Fig. 1. A. Position de l'Archipel des Comores dans l'Océan Indien; B. Les trois îles de l'Union des Comores avec la position des récifs, des mangroves et le type de côte ainsi que les récifs qui sont suivis par l'ONG Association d'Intervention pour le Développement et l'Environnement.

Ces îles étaient sans vie au moment de leur formation. Toute forme de vie terrestre est donc obligatoirement arrivée par colonisation à travers l'océan. Bien que la colonisation des milieux insulaires soit avant tout vouée au hasard, un certain nombre de facteurs l'influence. Certains d'entre eux sont abiotiques comme, par exemple, la durée de l'isolement, l'éloignement des continents et d'autres terres, la direction et la force des vents et des courants marins, la superficie, l'altitude et le climat. D'autres sont biotiques comme, par exemple le mode de vie larvaire (planctotrophique ou lécitotrophique), la prédation ou encore la compétition. L'activité humaine est également responsable, de façon volontaire ou fortuite, de l'introduction d'espèces exotiques.

Les Comores se trouvent au milieu de la région malgache qui comporte Madagascar et toutes les îles de l'océan Indien occidental, y compris les Seychelles granitiques au nord, les Mascareignes (Maurice, La Réunion et Rodrigues) à l'est, la bordure méridionale de Madagascar et les îles éparées dans le canal du Mozambique au sud et même les îles devant la côte de Tanzanie au nord-ouest (Mafia, Zanzibar et Pemba). D'une manière générale, la faune et la flore de l'Archipel des Comores sont très proches de celles de Madagascar et sont généralement considérées comme une version appauvrie de celles-ci avec un taux d'endémisme relativement faible. Parmi les îles comparables aux Comores, Maurice atteint plus de 50% d'espèces endémiques d'oiseaux. Le taux d'endémisme est encore relativement élevé à la Réunion, mais déjà bien moindre aux Comores, tant pour les espèces endémiques propres à chaque île que pour l'archipel entier (pour plus de détails sur la faune terrestre des Comores, voir Louette *et al*, 2004).

En milieu marin, les facteurs prépondérants dans la colonisation sont sans doute la température de l'eau et les courants (Fig. 2). Circulant d'est en ouest à travers tout l'Océan Indien, le courant équatorial sud (SEC), se divise en deux au contact de la côte est de Madagascar approximativement à 20° de latitude sud. Il donne alors un courant qui remonte la côte est vers le nord et tourne vers l'ouest à la pointe de Madagascar. A ce niveau, le courant bifurque encore (environ à hauteur des Comores) pour donner un courant côtier qui remonte vers le nord de l'Afrique de l'Est (EACC), et un courant qui, en s'écoulant vers le sud, forme le courant du Mozambique (MoC). La partie sud du SEC s'écoule le long de la côte est de Madagascar, et forme le courant est de Madagascar (EMaC). A la pointe sud de l'île celui ci tourne vers l'ouest et même vers le nord (principalement durant l'été austral), formant le courant nord de Madagascar (NMaC). Ce dernier s'écoule dans le canal du Mozambique où il s'infléchit pour continuer vers le sud pour rejoindre le courant Aghulhas (AC). La connaissance de ces courants est un facteur prépondérant dans la compréhension de la colonisation du biotope marin de l'Archipel des Comores. Si l'influence du courant SEC est évidente, celle du NMaC est peu probable.

Tout comme la faune terrestre, la faune marine des Comores semble être une version appauvrie de la faune malgache mais peu d'études récentes (Cherbonnier, 1988) appuient cette hypothèse pour les concombres de mer ou holothuries. Avec les nouvelles données faunistiques de Pouget (2003; 2004; 2005) et Conand *et al* (2005) sur la faune d'holothuries de Mayotte et le travail de notre équipe (VandenSpiegel & Samyn, 2003; Samyn *et al*, 2005; Samyn *et al*, 2006) sur la faune de Grande Comore et une partie de Mohéli, cette hypothèse devient maintenant vérifiable.

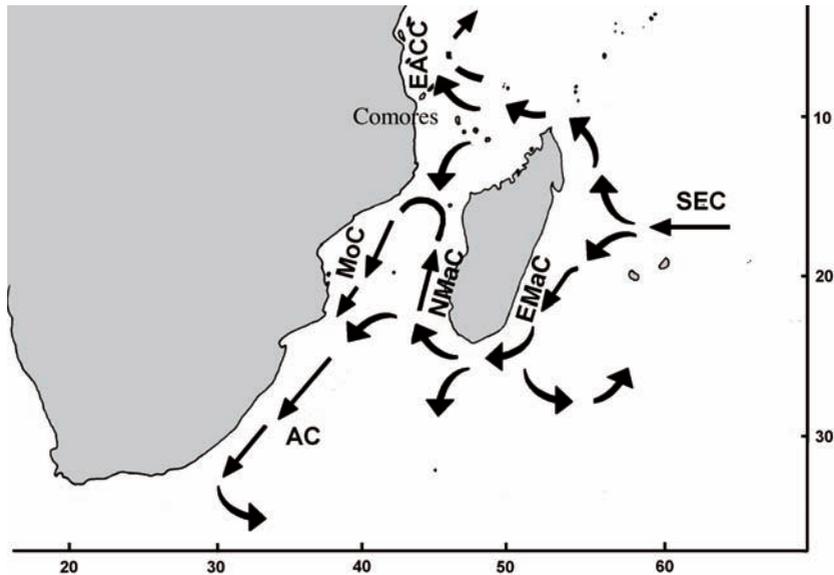


Fig. 2. Carte du sud de l'Afrique montrant les principaux systèmes de courants (les abréviations sont explicitées dans le texte) (D'après Thandar & Samyn, 2004).

2. Les échinodermes

Le nom échinoderme vient de deux termes grecs: echinos (=épineux) et derma (=peau), ceci en raison des structures calcaires épineuses que l'on retrouve dans la peau. Exclusivement marins, ils constituent l'un des phyla le mieux caractérisé du règne animal. Ils ont tous une organisation à peu près équivalente et présentent quatre caractères uniques pour le groupe:

- . ils ont une symétrie pentaradiée (d'ordre 5) parfois masquée par une symétrie bilatérale,
- . ils possèdent un squelette intradermique formé de nombreuses plaques ou spicules calcaires,
- . ils présentent un appareil aquifère encore appelé système ambulacraire. Celui-ci est formé d'un système de canaux internes connectés à des extensions externes. Cet appareil particulier n'existe dans aucun autre groupe du règne animal. Il assure principalement le mouvement et la nutrition des animaux,
- . Ils sont enfin caractérisés par un conjonctif très flexible appelé tissu conjonctif variable qui leur permet de changer volontairement et rapidement leur rigidité.

Les échinodermes actuels sont répartis en cinq classes très différentes d'aspect: les astérides ou étoiles de mer (Classe Asteroidea), les ophiures (Classe Ophiuroidea), les échinides ou oursins de mer (Classe Echinoidea), les crinoïdes ou lys de mer (Classe Crinoidea) représentés par les comatules en milieu récifal et enfin les holothuries ou concombres de mer (Classe Holothuroidea).

La relation phylogénétique entre ces cinq classes a récemment fait l'objet de plusieurs études par différents groupes de chercheurs (e.g. Paul & Smith (eds), 1988; Smiley, 1988; Littlewood, 1995; Littlewood *et al.*, 1997, Janies, 2001). Tous s'accordent sur le fait que les cinq classes constituent des groupes monophylétiques, que les crinoïdes représentent la ligne évolutive la plus ancienne, que les autres classes sont étroitement apparentées formant le groupe Eleutherozoa et que la classe des holothuries est le groupe frère de la classe des échinides avec lequel il forme le groupe Echinozoa. Les relations de parenté entre les astérides et les ophiures restent floues, mais les dernières études semblent indiquer que les astérides et les ophiures forment le groupe Asterozoa (Fig. 3).

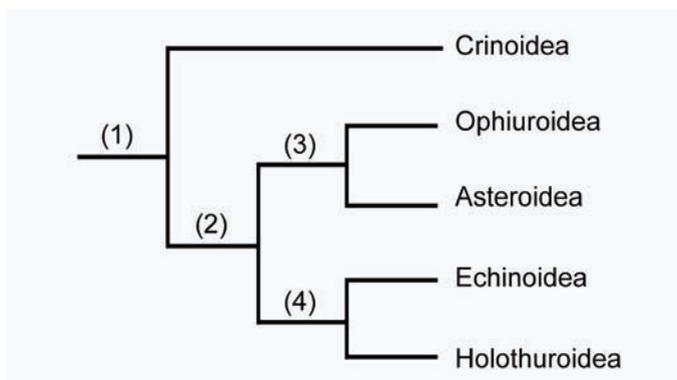


Fig. 3. Cladogramme, illustrant la classification des classes d'échinodermes. (1) phylum Echinodermata; (2) superclasse Eleutherozoa; (3) superclasse Asterozoa; (4) superclasse Echinozoa (D'après Janies, 2001).

En ce qui concerne les holothuries, il est clair que c'est la dernière classe qui s'est différenciée. Mais, même si ce groupe monophylétique est considéré comme récent, les premiers fossiles remontent à l'Ordovicien inférieur, c'est-à-dire à 460-500 million d'années (Gilliland, 1993; Reich, 1999, 2001)

Avant de discuter plus en détail les holothuries, nous invitons le lecteur à découvrir la beauté de quelques représentants de ce phylum (Fig.4).

3. Les concombres de mer ou holothuries

3.1. Généralités

Nommées olothurion par Aristote du fait de leur ressemblance avec un phallus, le terme holothurie vient du Grecs thourios = thaurios qui veut dire impudique (Ludwig 1889-92). Les holothuries, ou « *chipapa kodjo* » en comorien, sont présentes dans de nombreux biotopes marins, à toutes les latitudes, de la zone intertidale (zone de balancement des marées) aux fosses abyssales. En milieu récifal elles sont considérées comme des éléments importants de la chaîne alimentaire à différents niveaux trophiques. Elles jouent un rôle important en tant que psammivores et détritivores. On les considère souvent comme le groupe de détritivores le plus important des faunes récifales.

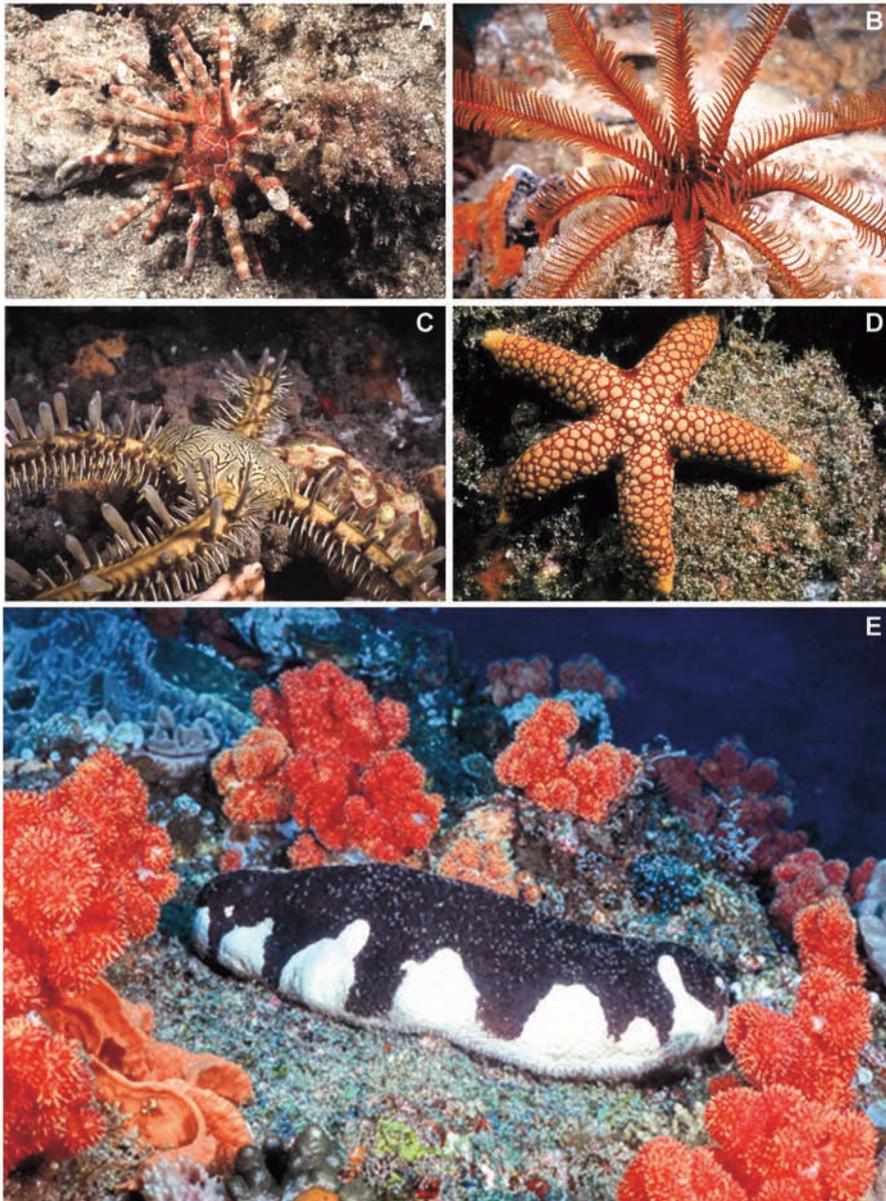


Fig. 4. Espèces récifales des cinq classes d'échinodermes. A. L'échinide *Eucidaris metularia* (Lamarck, 1816); B. Le crinoïde *Tropiometra carinata* (Lamarck, 1816); C. L'ophiure *Ophiomastix venosa* Peters, 1851; D. L'astéride *Ferdina sadhensis* Marsh & Campbell, 1991; E. L'holothurie *Holothuria (Microthele) nobilis* (Selenka, 1867) (Photos de Bruno Van Bogaert).

3.2. Biologie

Les holothuries, comme le terme concombre de mer le suggère, sont généralement cylindriques, légèrement effilées aux extrémités et d'une taille très variable (de quelques mm à plus de 3 m). Elles présentent souvent une symétrie bilatérale qui masque la symétrie radiaire pentamérique avec une face ventrale appelée trivium et une face dorsale appelée bivium (Fig. 5). Le trivium est couvert de nombreux pieds ambulacraires (ou podia) terminés par une ventouse. Ce sont ces structures qui permettent à l'animal de se fixer et de se déplacer sur le substrat. Sur le bivium, il existe également des podia sans ventouse, appelés papilles. Le nombre ainsi que l'arrangement des podia et des papilles varient selon le taxon.

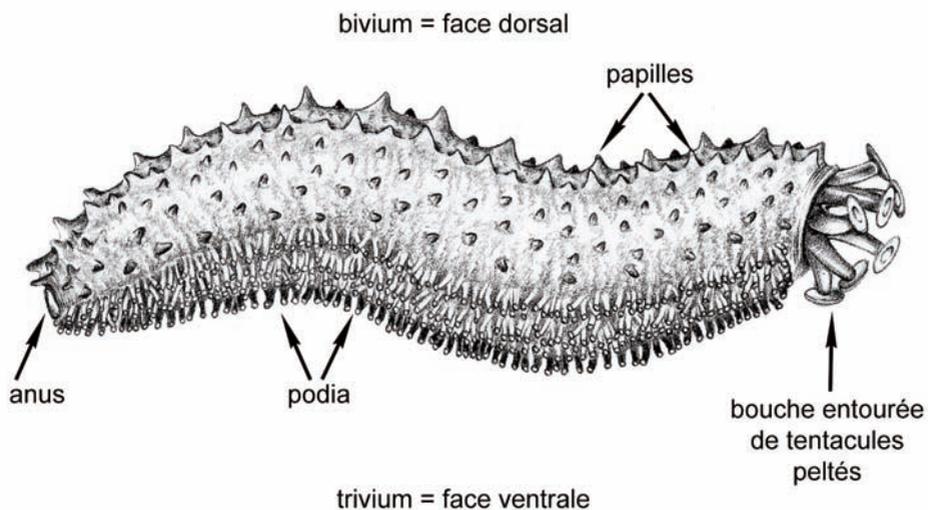


Fig. 5. Anatomie externe d'une holothurie aspidochirote. Le bivium est la partie dorsal comprenant deux radius et 3 interradius. Le trivium est la partie ventrale comprenant 3 radius et 2 interradius. Les podia sont cylindriques et se terminent par une ventouse qui est soutenue par une disque calcaire. Les papilles sont coniques; ce sont des podia modifiés sans ventouse ni disque calcaire (Dessin de Nadine Van Noppen).

Podia et papilles sont en rapport avec les cinq canaux radiaires qui, avec l'anneau aquifère pourvu d'une ou plusieurs vésicules de Poli et de un ou de plusieurs canaux du sable, constituent le système aquifère (Fig. 6). Contrairement aux autres échinodermes, ce système s'ouvre la plupart du temps dans la cavité interne à hauteur de la plaque madréporique.

De consistance souvent molle les holothuries ont un squelette réduit à une couronne calcaire péripharyngienne et à de microscopiques pièces calcaires, disséminées dans leur peau et autres tissus. La couronne est formée de pièces radiales et de pièces interradianales macroscopiques. La réduction du squelette est largement compensée par le système musculaire. Ce dernier est constitué de cinq bandes musculaires longitudinales, en position radiale, qui sont antérieurement attachées aux pièces radiales de la couronne calcaire et

postérieurement au cloaque via les muscles rétracteurs du cloaque. Chez les dendrochirotes (un des six ordres actuels) les muscles longitudinaux se détachent antérieurement de la paroi du corps avant de s'accrocher à la couronne calcaire. Ceci permet à la bouche, aux tentacules qui l'entourent et à une partie de la peau (ensemble appelé introvert) d'être facilement rétracté dans la cavité générale ou coelome.

Le coelome de l'holothurie (Fig. 6) est une vaste cavité remplie d'un liquide (le liquide coelomique) proche de l'eau de mer dans lequel se trouvent le tube digestif, les poumons et les gonades. Le tube digestif fait une grande boucle et occupe la majeure partie de la cavité générale. Il s'ouvre antérieurement au niveau de la bouche qui est entourée de tentacules, podia modifiés servant à l'ingestion des particules alimentaires, et se termine postérieurement par un anus. Peu avant l'anus, le tube digestif s'enfle en un cloaque dans lequel débouchent les poumons, organes en forme de buisson plus ou moins touffu qui pompent et rejettent l'eau de mer par l'anus. A la base des poumons de certaines espèces d'holothuries (seulement dans la famille des Holothuriidae) on peut observer des tubes souvent blanchâtres, dits tubes de Cuvier, pouvant être projetés à l'extérieur par l'anus. Sous la pression de l'eau injectée dans les tubes, ils s'allongent considérablement, formant autour de l'agresseur un réseau extraordinairement résistant et collant.

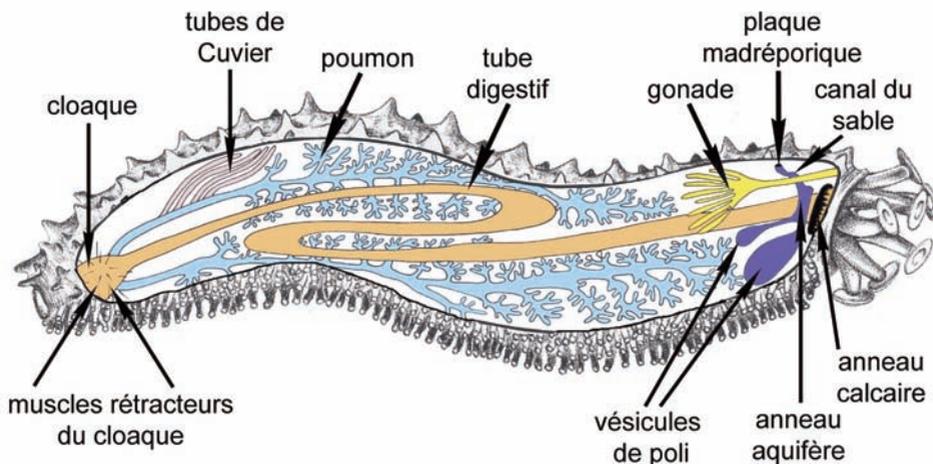


Fig. 6. Anatomie interne d'une holothurie aspidochirote montrant les principaux organes (Dessin de Nadine Van Noppen).

Les sexes sont toujours séparés et seul l'examen microscopique des gonades permet de reconnaître les mâles des femelles. Les gonades se composent d'une ou deux touffes de caecums reliés à un canal excréteur qui débouche à l'extérieur un peu en dessous de la base des tentacules médio-dorsaux. Lors de la ponte certaines espèces se dressent sur leur partie postérieure et les gamètes sont émises dans la colonne d'eau où se fait la fécondation. Les œufs fertilisés, portés par le courant, donnent naissance à une larve auricularia (ainsi nommée en raison de sa vague ressemblance avec l'oreille humaine) qui se

métamorphose à son tour en une larve doliolaria. La grande majorité des familles (22 des 25 connues) n'ont néanmoins pas le stade auricularia (Fig. 7A) et le développement passe tout de suite du stade doliolaria au juvénile (Fig. 7B). Sous les tropiques, où les Holothuriidae, les Stichopodidae et les Synaptidae sont les familles dominantes, le développement indirect (avec larve auricularia) est le modèle le plus commun.

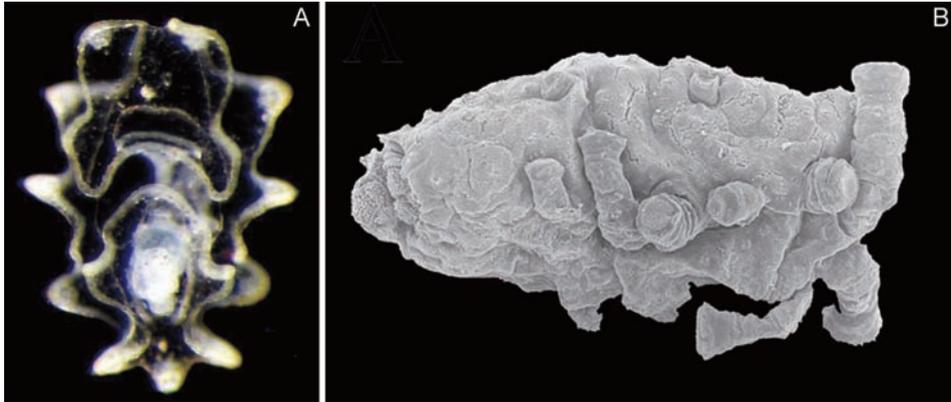


Fig. 7. Larve et juvénile d'holothuries. A. Larve auricularia de l'aspidochirote *Holothuria (Metriatyla) scabra* Jaeger, 1833 vue en transparence au microscope optique; B. Juvénile du dendrochirote *Afroccumis stracki* Massin, 1996 vu au microscope électronique à balayage (Photo A de Igor Eeckhaut; B de Claude Massin).

3.3. Valeur économique des holothuries

Bien que les holothuries soient étudiées pour leurs propriétés pharmacologiques (certains composants isolés révèlent des propriétés antibactériennes, anti-inflammatoires voir même anticoagulantes) ou physiques (certains organes comme les tubes de Cuvier possèdent des propriétés collantes), c'est pour leur utilisation en médecine traditionnelle (Fig. 8) et pour leur valeur culinaire que les holothuries sont le plus recherchées.



Fig. 8. De très nombreux produits dérivés de l'holothurie sont utilisés par la médecine traditionnelle asiatique; A & B. Marché en Malaisie vendant des produits aphrodisiaques et autres (Photos de Claude Massin).

Certaines espèces sont ainsi consommées depuis très longtemps par les peuples asiatiques. La préparation la plus simple est sans doute celle utilisée au Japon et en Corée où la peau et les muscles longitudinaux sont mangés crus accompagnés d'une sauce au vinaigre de soya. D'autres organes comme les gonades, l'intestin et les poumons, après salage et/ou fermentation sont également considérés comme des mets de choix par certains peuples asiatiques. C'est néanmoins le tégument sec, appelé «bêche-de-mer» ou «trévang» (mot malais) ou «hai-som» (mot chinois), obtenu par cuisson et séchage, qui est le produit le plus utilisé dans les repas à base d'holothuries.

Aux Comores, la préparation des holothuries relève d'un procédé simple : les spécimens fraîchement récoltés sont éviscérés par une incision longitudinale, puis bouillis pendant une à deux heures avant d'être séchés au soleil pendant plusieurs jours (Fig. 9)



Fig. 9. Préparation d'holothuries aux Comores. A. Spécimens frais éviscérés par une incision longitudinale; B. Cuisson à l'eau des spécimens éviscérés; C. Séchage au soleil pendant plusieurs jours (Photos A & B de Didier VandenSpiegel; C de Ahamed Soifa).

Dans les eaux peu profondes de l'Indo-Pacifique tropical on compte environ 300 espèces d'holothuries (Clark & Rowe, 1971), parmi lesquelles une vingtaine est actuellement recherchée pour la préparation du trévang. Ce nombre est en augmentation constante (Conand, 1986; Conand, 1998). La pêche se pratique dans de très nombreuses régions tropicales (presque partout dans toute la région Indo-Pacifique tropical ou centrale et Nord Ouest de l'Amérique du Sud). Le produit est exporté vers les grands centres commerciaux asiatiques comme Hong-Kong et Singapour (Fig. 10).



Fig. 10. Holothuries séchées (ici il s'agit principalement de l'espèce *Holothuria (Metriatyla) scabra* Jaeger, 1833) vendues en masse sur le marché de Singapour (Photo de David Lane).

Les données statistiques indiquent qu'environ 1.000 tonnes de bêche-de-mer séchées (soit 10.000 tonnes d'holothuries fraîches) sont importées annuellement à Singapour dont 80% sont réexportées vers d'autres pays comme la Chine, la Malaisie, Taiwan, le Japon où elles sont vendues sur les marchés locaux. La quasi totalité des holothuries importées à Singapour provient de l'Afrique de l'Est en ce y compris les îles du Sud-Ouest de l'océan Indien.

La demande en bêche-de-mer par les pays consommateurs est en constante hausse entraînant de ce fait une pêche de plus en plus intensive et une diminution considérable voire une disparition des populations naturelles. S'il s'agit encore aujourd'hui d'une activité traditionnelle qui consiste le plus souvent en la collecte des individus (ramassage) à marée basse sur le récif, suivie du traitement par cuisson et séchage, la pression exercée sur les pêcheurs est de plus en plus forte. Celle-ci les pousse à utiliser des systèmes comme les narghilés ou même les scaphandres autonomes qui leurs permettent d'atteindre des profondeurs plus importantes avec tous les risques liés à ce type de plongées.

Aux Comores, il est difficile de chiffrer l'exploitation des holothuries car elle se fait de manière plus ou moins illégale, mais il semblerait que toutes les grandes espèces sont ou ont été exploitées. Les plus recherchées étant: *Holothuria (Metriatyla) scabra* Jaeger, 1833, *Holothuria (Microthele) nobilis* (Selenka, 1867), *Holothuria (Microthele) cf. fuscogilva* Cherbonnier, 1980, *Thelenota ananas* (Jaeger, 1833) et *Thelenota anax* H.L. Clark, 1921 (Fig. 10).

L'exploitation de ces holothuries constitue une rentrée non négligeable d'argent pour les populations côtières. La disparition à terme de cette ressource risque d'avoir un impact considérable sur l'emploi de l'ensemble des communautés de pêcheurs et donc sur la vie économique de l'Indo-Pacifique.



Fig. 11. Espèces d'holothuries commercialisées. A Grande Comore, les principales espèces pêchées sont: A. *Holothuria (Microthele) cf. fuscogilva* Cherbonnier, 1980; B. *Holothuria (Microthele) nobilis* (Selenka, 1867); C. *Thelenota ananas* (Jaeger, 1833) et D. *Thelenota anax* H.L. Clark, 1921 (Photo A de Bruno Van Bogaert; B-D de Didier VandenSpiegel).

De plus, les adultes de ces holothuries constituent les principaux macro-détritivores des zones littorales tropicales. Leur extinction, en raison de la surpêche, risque d'entraîner un déséquilibre des écosystèmes côtiers.

4. Etude taxonomique des holothuries

Comprendre et protéger une faune d'holothuries impliquent un inventaire et un suivi préalable des populations. Pour mener ce travail scientifique à bien, un chercheur doit impérativement rassembler une collection de référence qui lui servira d'état des lieux témoin. Connaître le protocole de fixation des spécimens récoltés et savoir comment une collection de référence doit être gérée est donc indispensable. Le protocole pour arriver à ce but est développé ci-dessous.

4.1. Législation et transport

Avant de commencer une collection de référence, il faut être certain de posséder toutes les autorisations nécessaires pour récolter dans la région. Lorsque les spécimens doivent être expédiés à l'étranger (e.g. aux spécialistes pour identification) procédez comme suit. Mettez chaque spécimen avec son

étiquette (pour plus d'informations précises sur l'étiquetage, voir aussi ci-dessous).avec une quantité minimal d'alcool (éthanol, 70%) dans un sac en plastique équipé d'une fermeture étanche, éliminer un maximum d'air avant de refermer le sac. Par sécurité, placez le sac dans deux autres sacs en plastique afin d'éviter tout suintement d'alcool. Emballez le tout dans du plastique à bulles. Le mieux est de placer cet ensemble de sacs encore dans un récipient en plastique avant de le mettre dans une boîte robuste remplie de chips de polystyrène (Fig.12). N'oubliez pas de joindre dans la boîte un bon de prêt ou une lettre explicitant le motif de votre envoi.



Fig. 12. Envoi de spécimens. A. Couper du plastique pour faire un sac de taille adéquate; B. Souder les bords ; C. Mettre le spécimen dans le sac avec l'étiquette et suffisamment d'alcool ; D. Fermer le sac en vérifiant qu'il est bien étanche; E. Emballer ce premier sac dans au moins deux sacs en plastique; F. Enrober le tout de plastique à bulles; G. Mettre le paquet dans une boîte rigide remplie de chips en polystyrène; H. Recouvrir le tout de chips; I. Le paquet n'attend plus que son destinataire (Photos de Yves Samyn).

Avant tout envoi, vérifier que vous respectez les conventions internationales, car certaines compagnies d'aviation n'acceptent pas de transporter des spécimens en alcool. Dans ce cas, il vous faudra recourir à un autre moyen de transport.

4.2. Récolte du matériel

4.2.1. Spécimens pour études morphologiques

Autrefois, la récolte des holothuries se faisait à la main, à marée basse, dans la zone intertidale ou par dragage dans les eaux plus profondes. Avec le

développement de la plongée sous-marine la récolte sélective est devenue possible dans des zones plus profondes. Cette technique a décuplé l'efficacité des récoltes et a permis d'approfondir nos connaissances sur l'écologie des espèces (mode de vie, habitat naturel, densité de population). Durant la collecte il est conseillé de maintenir chaque spécimen isolé dans un sac de façon à éviter toute réaction antagoniste entre les individus (e.g. expulsion des tubes de Cuvier et/ou éviscération). Dans la mesure du possible les récoltes doivent être réalisées de jour comme de nuit car les espèces diurnes sont parfois différentes des espèces nocturnes. Il est également recommandé d'échantillonner dans des habitats aussi différents que possible (pente externe des récifs, lagon, herbiers marins, mangroves ou encore les étendues sableuses ou sablo-vaseuses) afin d'obtenir un inventaire aussi complet que possible. Les holothuries étant généralement très lucifuges, retourner les pierres ou tamiser le sable (particulièrement pour les espèces de moins d'un cm) permet souvent de trouver d'autres espèces ou des juvéniles.

4.2.1. Tissu pour études moléculaires

De nos jours, l'étude taxonomique sur base morphologique est souvent complétée d'une analyse moléculaire (ADN). Pour permettre cette analyse, une petite pièce de tissu (1-2 mm³) doit être conservée dans de l'éthanol absolu (100%). Les tissus qui conviennent le mieux sont les tentacules, les podia, les muscles ou même les gonades. Les échantillons prélevés doivent être conservés au frigo (idéalement à -80°C) pour éviter toute dégradation de l'ADN.

4.3. Nombre de spécimens requis

Bien qu'il n'y ait pas de règle stricte en ce qui concerne le nombre de spécimens à récolter par espèce, il est important de noter qu'un minimum de deux ou trois spécimens par espèce est nécessaire pour arriver à une identification valable. L'identification des holothuries dépend largement de la forme, de la taille et de la distribution des spicules (pièces calcaires microscopiques, voir ci-dessous pour plus d'informations) dans les différents tissus du corps. La composition en spicules pouvant radicalement changer au cours de la croissance des individus, il est vivement recommandé, lorsque c'est possible, de récolter une série de croissance pour chaque espèce (contenant au moins un petit, un moyen et un grand individu). Seul ce type de série permettra au taxonomiste compétent d'appréhender la variation intra-spécifique et évitera la création de plusieurs espèces. Si vous avez plusieurs spécimens d'une même espèce, il est idéal de déposer du matériel dans plusieurs musées. De cette façon, votre travail sera non seulement pris en considération dans des recherches ultérieures mais vous bénéficierez de plus d'une collaboration avec ces musées. De même, dans le cas de la découverte d'une nouvelle espèce, répartissez les paratypes (chacun des spécimens d'une série type autre que l'holotype²) dans plusieurs musées. Ceci rendra la nouvelle espèce plus accessible aux chercheurs et stimulera également des collaborations futures.

² L'holotype est le spécimen unique désigné originalement comme le type porte-nom d'une espèce ou d'une sous-espèce nominale

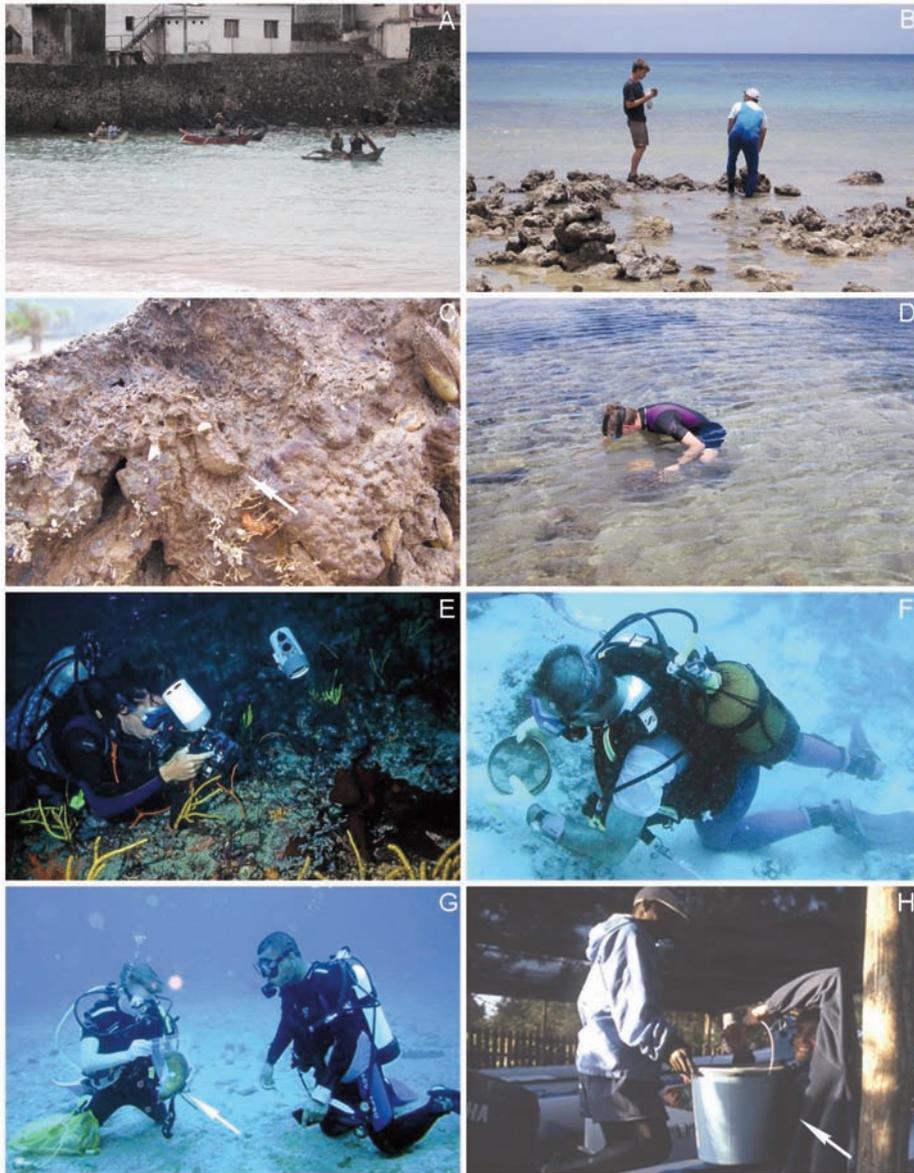


Fig. 13. Méthodes d'échantillonnage. A & B. Lors des grandes marées des sites peu accessibles peuvent être prospectés; A. Site d'Itsandra à marée haute; B. Site d'Itsandra à marée basse; C. La richesse se trouve surtout en-dessous des rochers, la flèche indique un individu d'*Afrocucumis africana* (Semper, 1868); D. Plongée libre dans une mare; E. La plongée sous-marine permet d'observer, de récolter et de photographier dans des zones plus profondes; F. Le tamisage est nécessaire pour la récolte des tout petits spécimens; G. Lors de la récolte chaque spécimen est placé dans son propre sac en plastique avant d'être sorti de l'eau; H. Les spécimens récoltés sont amenés au laboratoire dans un grand seau remplis d'eau de mer (Photos A et C de Yves Samyn; B, D, F et G de Didier VandenSpiegel et E et H de Bruno Van Bogaert).

4.4. Relaxation/anesthésie des spécimens récoltés

Les holothuries doivent toujours être anesthésiées avant d'être fixées pour éviter que le fixateur ne provoque une contraction voire une éviscération des spécimens ce qui complique la tâche ultérieure du taxonomiste. Plusieurs méthodes existent pour anesthésier les holothuries mais la plus utilisée actuellement est l'anesthésie au chlorure de magnésium ($MgCl_2 \cdot 6H_2O$). Les animaux sont directement placés de leur sac de récolte (Fig. 14A) dans des récipients suffisamment grands contenant de l'eau de mer dans laquelle on ajoute progressivement du chlorure de magnésium pour atteindre une concentration approximative de 5% (Fig. 14B). Les spécimens doivent rester dans la solution anesthésiante tant qu'ils réagissent à la pression de la main, mais ils ne doivent pas y mourir pour éviter tout phénomène de lise tissulaire qui peut intervenir très rapidement (c'est notamment le cas chez les holothuries de la famille des Stichopodidae; dans ce cas, le fait de placer le récipient avec le spécimen dans un endroit réfrigérer peut aider à ralentir la lise tissulaire). Une holothurie bien anesthésiée, c'est-à-dire avec les tentacules et les pieds ambulacraires (si présents) bien étendus (Fig. 14C), aide considérablement le travail taxonomique. On profitera également de cette étape pour prendre des photos qui faciliteront la description ultérieure des spécimens.



Fig. 14. Anesthésie d'un spécimen récolté. A. Un spécimen de *Bohadschia subrubra* (Quoy & Gaimard, 1833) encore dans son sac de récolte; B. Le chlorure de magnésium est ajouté progressivement pour atteindre une concentration approximative de 5%; C. un spécimen (ici *Stichopus chloronotus* Brandt, 1835) bien relaxé a les tentacules et les pieds ambulacraires bien étendus et ne réagit plus à des stimuli externes (Photos A & B de Irena Tallon ; C de Didier VandenSpiegel).

4.5. Préservation des spécimens récoltés

Après anesthésie les spécimens doivent être placés le plus rapidement possible dans un liquide fixateur afin d'éviter toute sorte de dégradation tissulaire. Plusieurs fixateurs conviennent mais, le choix dépend du type d'étude à réaliser. Pour des études histologiques des fixateurs comme le formol ou le liquide de Bouin (= mélange de formol, d'acide picrique et d'acide acétique) sont conseillés. Néanmoins, pour l'étude taxonomique traditionnelle il faut tenir compte du fait que les caractères les plus importants chez les holothuries sont les ossicules calcaires qui se dissolvent dans des liquides acides. Un fixateur acide comme le formol (10%) non neutralisé va rapidement dissoudre les spicules contenus dans les différents tissus de l'holothurie. Le protocole de fixation le plus approprié est le suivant:

- fixer durant un ou plusieurs jours dans une solution à 10% de formol neutralisé³ ;
- remplacer la solution de formol par une solution neutralisée d'alcool à 70-80% ;
- après plusieurs jours, changer l'alcool avec une solution d'alcool à 70% pour un stockage permanent. Lorsqu'on fixe de grands spécimens il est recommandé d'injecter après l'anesthésie, du formol neutralisé et concentré dans la cavité coelomique de l'holothurie (ceci peut se faire avec une seringue hypodermique). Il faut injecter environ 1/10 du volume estimé de la cavité coelomique.

³ Neutralisation du formol :

Préparation à partir de poudre de paraformaldéhyde

Pour une solution de formaldéhyde à 4%, dissoudre dans 10 litres d'eau :

-400g de paraformaldéhyde (CH₂O)_n en poudre

-90g de carbonate de sodium (Na₂CO₃) en poudre.

Cette méthode est souvent utilisée pour obtenir une solution de formaldéhyde à pH 8-8,5. Le carbonate de sodium intervient dans la neutralisation de la solution. On peut aussi à cet effet utiliser du carbonate de calcium (CaCO₃).

La solution peut aussi être préparée sur place avec de l'eau de mer, dont le pH oscille naturellement entre 8 et 8,5. Il est enfin aussi possible d'utiliser du Borax (Na₂B₄O₇ ou Na₂B₄O₇.10H₂O) en poudre pour la neutralisation. En milieu extrêmement acide (marais etc.), il est conseillé d'utiliser du bicarbonate (NaHCO₃) (deux radicaux libres permettent la neutralisation) ou du Na₂B₄O₇ (tétraborate de Borax desséché).

Préparation à partir d'une solution de formaldéhyde à 40%

Pour préparer 20 litres de formaline (Formol) à 4%, il faut deux litres de solution filtrée (à l'aide d'un papier-filtre) de formaldéhyde à 40% que l'on complète avec de l'eau déminéralisée (l'eau distillée n'est pas absolument nécessaire; l'eau de pluie peut aussi convenir). On ajoute alors environ 0,5 litre de Borax, filtré (à l'aide d'un papier-filtre) pour saturer la solution, et en contrôlant le pH au fur et à mesure avec des papiers pH. Une solution aqueuse saturée de Borax sera le plus souvent utilisée si l'on part d'une solution de formaldéhyde à 40%. La solution de formaline a tendance à devenir trouble à cause de la formation de paraformaldéhyde. Il est donc conseillé de conserver la solution à l'abri de la lumière.

Préparation d'une solution de Borax

À l'aide d'un entonnoir, verser environ une tasse de poudre de Borax dans un flacon en verre d'environ 2,5 litres. Remplir à moitié le flacon d'eau et secouer fortement ou agiter avec une baguette en verre. Tant que la poudre continue à se dissoudre, on peut continuer à en ajouter à petites doses. Attention : la réaction est exothermique, ce qui explique le dégagement de chaleur. Il faut donc toujours placer le flacon dans un évier et si besoin le refroidir dans l'eau. Si, après 24h, on constate un dépôt de 2 ou 3cm de poudre de Borax au fond du flacon, on peut considérer que la solution est saturée. Après 48h, on peut décanter la solution et la verser en la filtrant dans un flacon propre. Elle est alors prête à être utilisée pour la neutralisation de formol et/ou d'alcool. On peut ajouter de l'eau dans le flacon contenant le résidu de borax jusqu'à ce que celui-ci soit dissout (cette opération peut être répétée deux à trois fois).

4.6. L'étiquetage

Récolter les spécimens ainsi que les informations concernant les spécimens est la première étape de la constitution d'une collection de référence. Après la récolte, il est crucial de transférer toutes les informations notées sur la fiche de terrain dans un cahier de récolte ou mieux encore les encoder directement dans un ordinateur (mais cela n'est pas toujours possible sur le terrain). Afin d'établir un lien sans ambiguïté entre le spécimen collecté et les informations de terrain, il faut un système de marquage unique : un code qui devra à tout moment rester avec le(s) spécimen(s). Pour ce faire, les taxonomistes utilisent des étiquettes, pré-imprimées si possible, et contenant au moins les informations suivantes: (i) un code ou numéro de terrain, (ii) un code de localité aussi complet que possible; (iii) les coordonnées de la localité (si possible obtenues par lecture GPS); (iv) la profondeur à laquelle le spécimen a été récolté ; (v) le(s) noms de(s) récolteur(s); (vi) la date de la récolte, (vii) la méthode de récolte et (viii) le type de substrat. La figure 15 illustre une telle étiquette ; noter que le texte pré-imprimé est en anglais pour faciliter la communication internationale. Nous insistons auprès des chercheurs pour qu'ils utilisent aussi l'anglais pour leurs données de récolte.

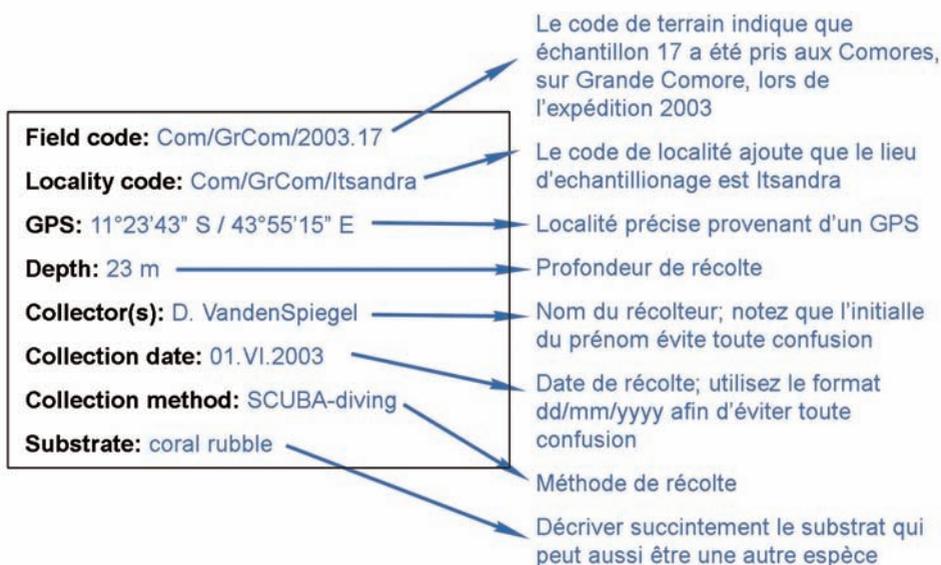


Fig. 15. L'étiquette de terrain pré-imprimée définissant les champs à compléter en utilisant en marqueur indélébile (e.g. Rotring radiograph)

Lorsque les spécimens sont déposés dans la collection, l'étiquette de terrain est complétée par une étiquette de collection permanente (Fig. 16). Cette étiquette doit être la plus complète possible. Généralement on y reporte les données suivantes:

- . systématique: Famille - Genre - Espèce (avec autorité taxonomique y compris la date);
- . le nombre de spécimens dans l'échantillon;

- . le nom du/des chercheur(s) qui l'a/ont identifié(s);
- . la date de l'identification;
- . la localité et la date de récolte;
- . le nom du/des récolteur(s);
- . le numéro d'enregistrement dans les collections du musée;
- . et si nécessaire le statut taxonomique du spécimen déposé (e.g. holotype).

Holothuriidae	1 specimen	Holotype
<i>Actinopyga caerulea</i> sp. nov.		
Det. Y. Samyn, D. VandenSpiegel & Cl. Massin, 15.XII.2003		
Loc. Comores, Grande Comore, Ikoni, -37 m		
Rec. Y. Samyn & D. VandenSpiegel, 22.XI.2003		
RMCA 1730		

Fig. 16. Modèle d'étiquette utilisée au MRAC

4.7. La banque de données

Lorsque les spécimens ont été déposés dans une collection il faut s'assurer qu'ils sont à tout moment accessibles aux biologistes et vous serez, peut être, le scientifique que permettra cet accès. Dans tous les cas, les scientifiques auront besoin des données taxonomiques (quel est le nom scientifique?) couplées aux données de terrain (quelles sont la localité et la date de récolte du spécimen ?). Comme vous avez noté toutes les informations disponibles sur votre étiquette de terrain et de enregistrement, il suffit de les rendre rapidement accessible. Pour ce faire, le chercheur peut mettre toutes ces données dans un seul tableau. Un tel tableau a néanmoins de nombreux et sérieux désavantages. Les plus importants étant la faible rentabilité en terme d'effort (e.g. pour chaque spécimen les données taxonomiques et la localité doivent être introduites une à une), la multiplication de l'erreur humaine, la difficulté d'utilisation lorsqu'on fait une recherche, et finalement le volume considérable que cela prend. Pour remédier à cet inconvénient il est conseillé de construire une banque de données relationnelles dans laquelle les données associées à la collection sont stockées dans des tableaux différents (par exemple un module qui incorpore tout ce qui concerne les localités, un autre qui reprend les informations taxonomiques,...). Ces tableaux sont reliés les uns aux autres par des liens logiques. Comme dans ce système l'encodage répétitif n'est pas nécessaire, la taille du fichier électronique sera moins grande qu'un tableau unidimensionnel. De plus, grâce aux liens, des requêtes sur différents niveaux sont possibles (e.g. repérer toutes les espèces dans un genre venant d'une localité échantillonnée d'une même manière). L'interface visuelle d'une telle banque de données est conçue de telle façon que chaque ligne d'un tableau unidimensionnel devient un seul « record » et chaque colonne un champ à remplir. Pour illustrer ce principe, nous exposerons ici la structure d'une banque de données relationnelle simple liant les données de terrain avec les coordonnées de la localité, avec les données

concernant l'échantillon témoin déposé au musée et avec sa systématique (Fig. 17).

De toute évidence cette structure peut être élargie de façon *ad hoc*, par exemple toute la procédure fastidieuse concernant le prêt de spécimens à d'autres taxonomistes (e.g. encoder les coordonnées de l'emprunteur, la date de début et de fin du prêt,...) peuvent être automatisées en ajoutant d'autres modules. Les potentialités de ce type de banque de données sont illimitées ! Actuellement plusieurs banques de données sont sur le marché. Le "Global Biodiversity Information Facility (GBIF)", un consortium sans but lucratif de plusieurs organisations internationales qui encouragent, coordonnent et supportent l'accès aux données sur la biodiversité, a établi une liste des banques de données les plus performantes (cf. <http://www.gbif.org/links/tools>).

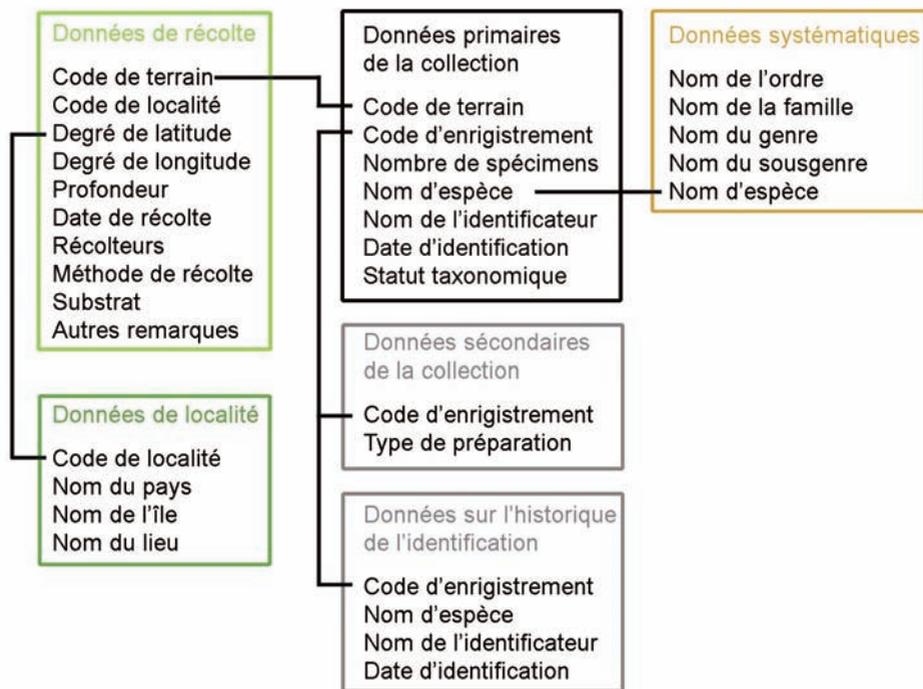


Fig. 17. Structure d'une banque de données de base relativement simple.

4.8. L'holothurie: un véritable micro-écosystème

L'holothurie peut être considérée comme un véritable micro-écosystème car elle est l'hôte d'une grande variété de symbiotes (Fig. 18) comprenant des turbellariés vivant dans la cavité coelomique, des polychaetes sur le tégument, des crustacés et des mollusques Eulimidae (gastropodes) dans le tube digestif ou sur la peau. L'holothurie peut également être l'hôte de poissons qui vivent dans les arbres respiratoires ou la cavité coelomique. Ceci fait de l'holothurie un des rares invertébrés parasités par un invertébré. Profitez du temps d'anesthésie des holothuries pour récolter et étiqueter tous ses symbiotes.

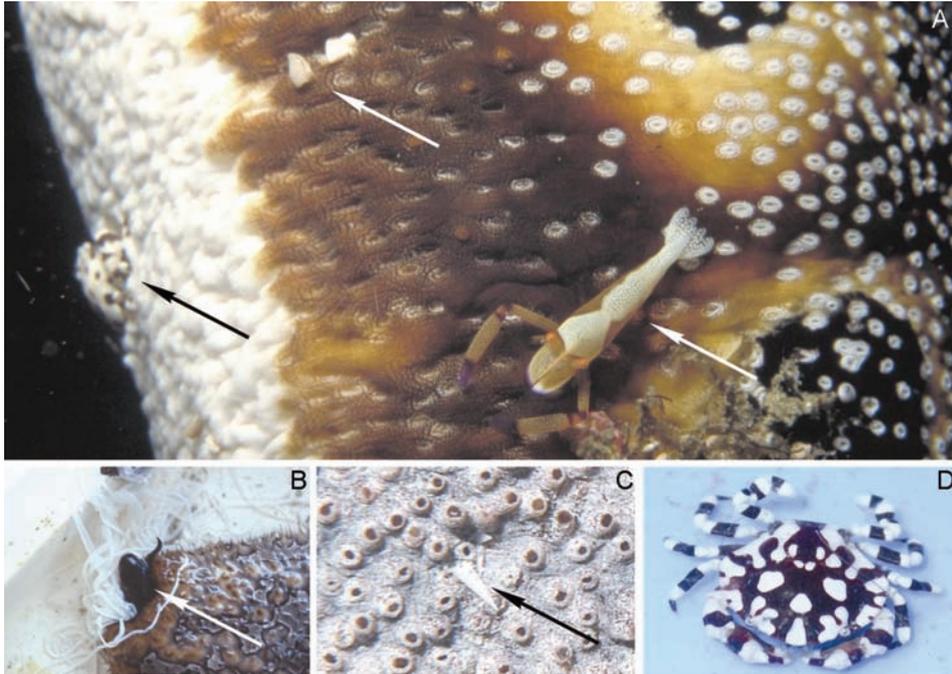


Fig. 18. L'holothurie, un micro-écosystème. A. Peau de *Bohadschia subrubra* (Quoy & Gaimard, 1833) avec de gauche à droite le crabe *Lissocarcinus orbicularis* Dana, 1852; des parasites gastropodes appartenant aux Eulimidae, et la crevette *Periclimenes imperator* Bruce, 1967; B. Poisson carapide (espèce non-identifiée) sortant de l'anus de *Bohadschia argus* (Jaeger, 1833); C. Eulimidae (espèce non-identifiée) sur le peau ventral de *Thelenota ananas* (Jaeger, 1833); Le crabe *Lissocarcinus orbicularis* Dana, 1852 provenant de la peau de *Thelenota ananas* (Jaeger, 1833) (Photo A de Edward VandenBerghe; B & C de Claude Massin; D de Yves Samyn).

5. Systématique des holothuries

L'étude systématique des holothuries est assez complexe. Pour leur identification il faut principalement examiner les éléments squelettiques. Néanmoins, la morphologie, externe et interne, apporte aussi beaucoup d'informations, surtout au niveau des ordres et des familles.

Les trois ordres d'holothuries présents dans les eaux récifales des tropiques se distinguent par:

- . la forme des tentacules dont on reconnaît trois types principaux: (i) arborescents ou dendritiques (Dendrochirotida); (ii) peltés (Aspidochirotida) et (iii) pinnés & digités (Apodida) (Fig. 19);
- . la présence ou absence de podia, papilles et organes respiratoires (présents chez les Aspidochirotida et Dendrochirotida, absents chez les Apodida) (Fig. 20);
- . la présence ou absence d'un introvert et de ses muscles rétracteurs (présent chez les Dendrochirotida, absent chez les Apodida et Aspidochirotida).

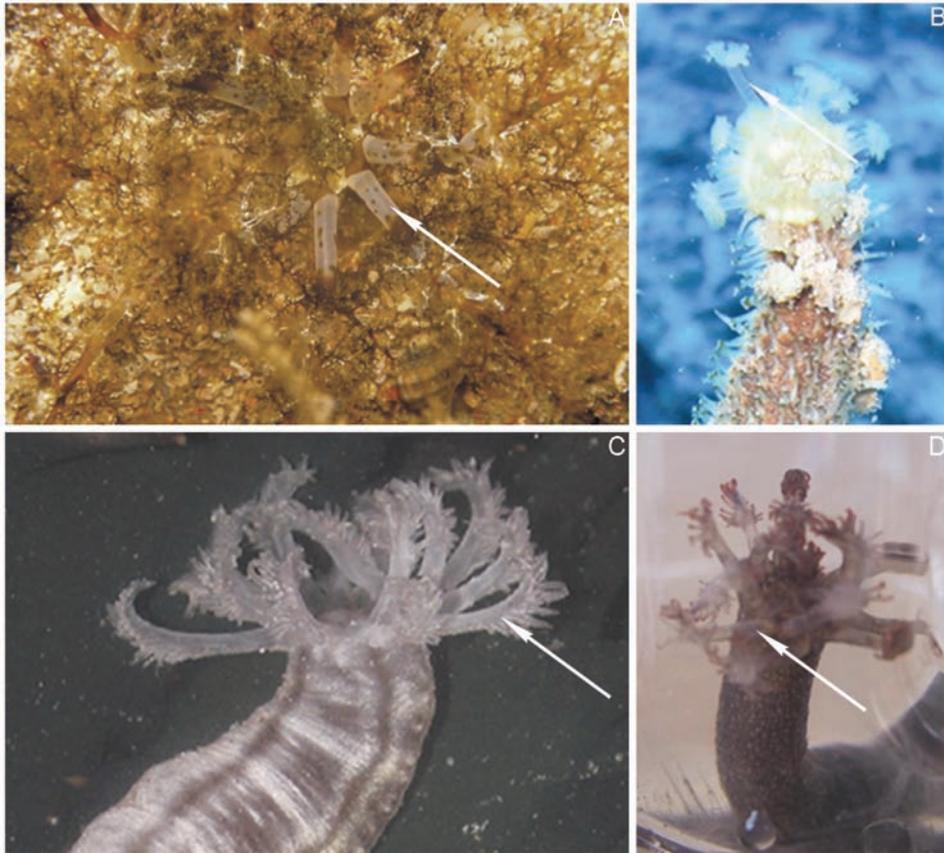


Fig. 19. Principaux types de tentacules. A. Le dendrochirote *Massinium maculosum* Samyn & Thandar, 2002 expose ses tentacules dendritiques; B. L'aspidochirote *Holothuria (Lessonothuria) pardalis* Selenka, 1867 avec ses tentacules peltés; C & D. Les apodides *Euapta godeffroyi* (Semper, 1868) et *Polycheira fusca* (Quoy & Gaimard, 1833) montrent respectivement leurs tentacules peltés et digités (Photo A de Bruno Van Bogaert; B.de Didier VandenSpiegel; C et D de Yves Samyn).



Fig. 20. Présence ou absence de podia et de papilles. A. L' apodide *Euapta godeffroyi* (Semper, 1868) ne présente ni podia ni papilles ; B. L'aspidochirote *Stichopus pseudohorrens* Cherbonnier, 1967 possède des papilles dorsales bien développées ; C. Le dendrochirote *Ohshimella ehrenbergi* (Selenka, 1867) possède des podia bien développés, mais pas de papilles (Photo A de Didier VandenSpiegel; B de Bruno Van Bogaert; C de Yves Samyn).

Pour définir les familles on utilise entre autre:

- . le nombre et la position des tentacules;
- . le nombre de touffes gonadiques;
- . la présence des tubes de Cuvier;
- . la forme de la couronne calcaire périoesophagienne (Fig. 21).

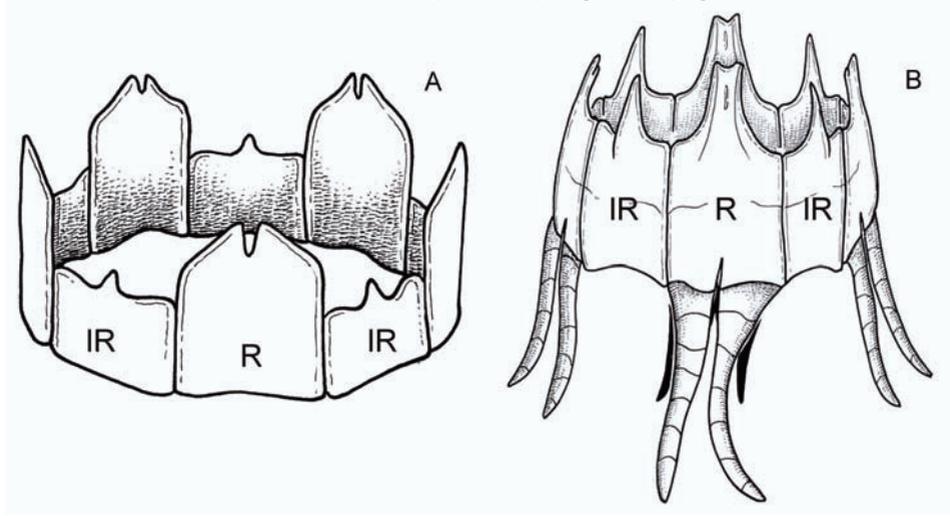


Fig. 21. La couronne calcaire. A. Forme typique des Holothuriidae; B. Forme typique des Phyllophoridae. Les pièces radiales (R) et interradianales (IR) sont bien visibles (Dessins de Nadine Van Noppen)

Définir le genre et l'espèce est du domaine du spécialiste car il nécessite souvent l'examen des spicules calcaires. Pour compliquer le tout ces spicules microscopiques ont une structure qui varie en fonction de l'endroit du prélèvement mais également en fonction de l'âge des spécimens observés. Un adulte peut souvent posséder des spicules très différents d'un juvénile. Les spicules peuvent être présents dans presque tous les différents tissus, mais on se base surtout sur les spicules du tégument, des podia, des papilles, des tentacules et des muscles.

5.1. Préparation des spicules

5.1.1. Pour la microscopie photonique

Nous avons déjà mentionné que la morphologie, la taille et la distribution des spicules dans les différents tissus constituent des caractères clefs dans la détermination et la classification des holothuries. Pour isoler les spicules, il faut prélever un petit bout d'une structure spécifique (attention à ne pas mélanger les différentes structures en prélevant des pièces trop grandes), la placer sur une lame porte objet, y ajouter une goutte d'eau de Javel commerciale (produit

ménager) et attendre jusqu'à ce que les tissus soient complètement dissous⁴.(Fig. 22).

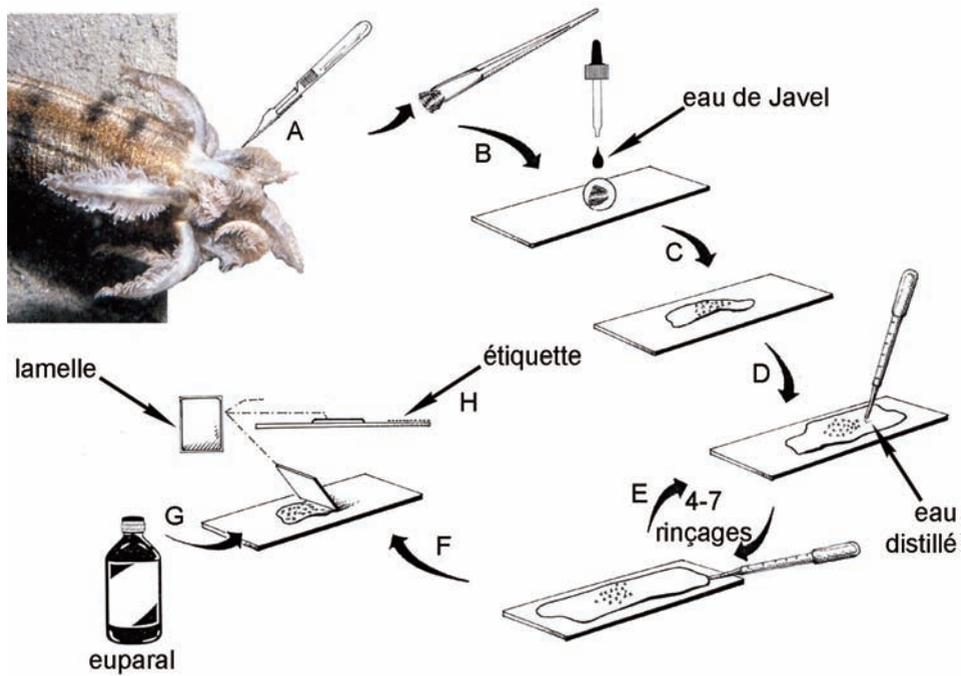


Fig. 22. Les différentes étapes dans la préparation des spicules. A. prélever une structure précise (attention de ne pas contaminer votre échantillon avec d'autres structures); B. La placer dans une goutte d'eau de Javel sur une lame porte objet; C. Attendre la dissolution des tissus; D. lorsque les spicules sont visibles rincer la préparation à l'eau distillée; E. Faire plusieurs rinçages pour éliminer toute l'eau de Javel (4 à 7 fois); F. Bien sécher la préparation; G. Mettre une goutte de milieu de montage (euparal) sur la lamelle couvre objet et recouvrir la préparation en évitant la formation de bulles d'air; H. Mettre une étiquette sur chaque préparation (Dessin de Nadine Van Noppen).

Pour une préparation temporaire (quelques heures) il suffit de placer une lame couvre objet sur la préparation et observer au microscope. Si les spicules doivent être conservés il faut, avant de mettre une lame couvre objet, rincer la préparation à l'eau distillée (au moins quatre à sept fois, pour éviter la formation de cristaux de sodium). Quand il n'y a plus de traces, ni de Javel, ni d'eau, la préparation est prête pour une fixation permanente. Ceci se fait avec un milieu de montage neutre comme l'Euparal.

⁴ L'eau de Javel est fortement basique et peut corroder les spicules si elle n'est pas préalablement neutralisée. Certains auteurs (e.g. Tiago *et al*, 2004) préconisent l'utilisation d'enzyme proteolitiques à la place de l'eau de Javel. Cependant pour les préparations microscopiques l'eau de Javel convient parfaitement.

Chaque lame doit être identifiée par une ou deux étiquettes reprenant toutes les indications qui permettent non seulement de retrouver l'holothurie qui est à l'origine de la préparation mais également la partie de l'holothurie qui a servi à la préparation (e.g. papille, tégument dorsal, tentacules, etc...) (Fig. 23). Le mieux est de sauver cette information dans la base de données (voir ci-dessus)

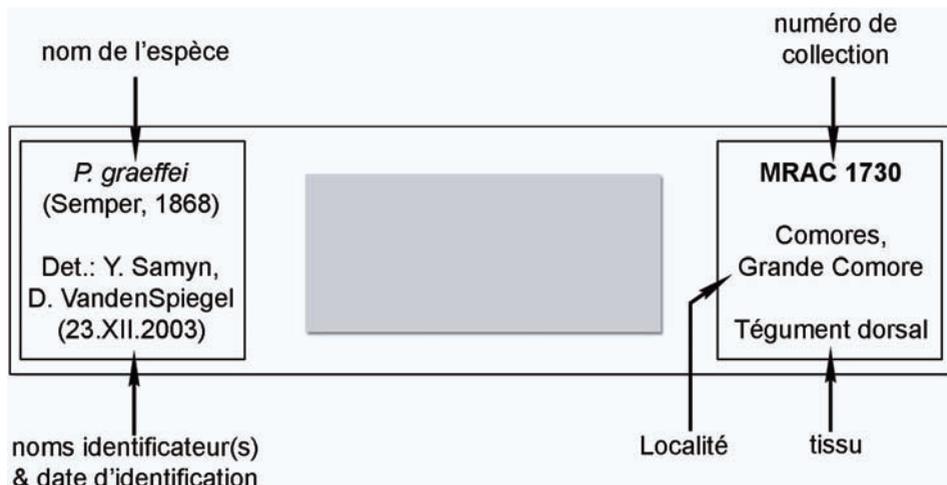


Fig. 23. Exemple d'une lamelle microscopique avec des étiquettes précises.

5.1.2. Pour la microscopie électronique

Pour illustrer les spicules de nombreux scientifiques ont recouru à la microscopie électronique à balayage. Pour cette technique les spicules sont préparés comme pour la microscopie optique mais au lieu d'une lame de verre, ils sont préparés sur des supports en aluminium spécifiques, puis recouverts d'une fine pellicule d'or.

5.2. Types de spicules les plus fréquents

On distingue une vingtaine de types de spicules différents. Les espèces des Comores, présentent sept catégories de spicules: (i) les *tables ou tourelles* qui sont formées d'un disque perforé surmonté d'une flèche formée de quatre piliers qui peuvent être reliées entre eux par une ou plusieurs entretoises et qui sont à leur tour surmontés d'une couronne d'épines (Figs 24, 42); (ii) les *boutons* qui sont principalement des boucles perforées dont la surface peut être lisse ou rugueuse, régulière ou irrégulière, voire former des structures complexes tridimensionnelles (=ellipsoïdes) (Figs 25, 34, 35); (iii) les *rosettes* qui sont des spicules en forme de bâtonnets branchus bidimensionnels (Figs 26, 41); (iv) les *bâtonnets* qui sont lisses ou épineux, simples ou ramifiés et parfois perforés aux extrémités, présents dans les podia, les papilles, les tentacules et la peau (Figs 27, 40); (v) les *plaques perforées* que l'on rencontre parfois dans le tégument et surtout dans les podia et les papilles (Figs 28, 38); (vi) les *ancres* associées à des *plaques anchorales* que l'on retrouve dans le tégument des Synaptidae (Figs 29, 31, 32); et finalement (vii) les *roues*, corps circulaires avec au moins

six rayons (Figs 30, 43), que l'on retrouve chez les Chiridotidae, nouvelle famille pour la faune des Comores.

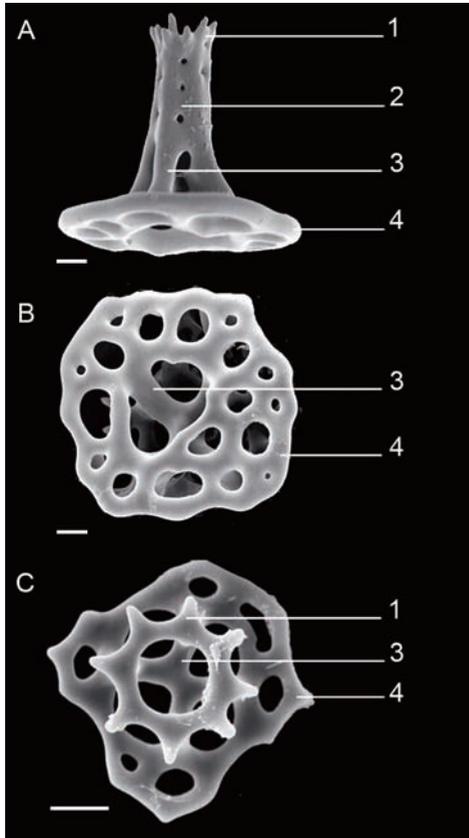


Fig. 24. Tourelle ou table. A. Vue latérale; B. Vue de dessous; C. Vue du dessus. 1 = couronne; 2 = entretoise; 3 = pillier; 4 = disque. Echelle A-C = 10 μ m.

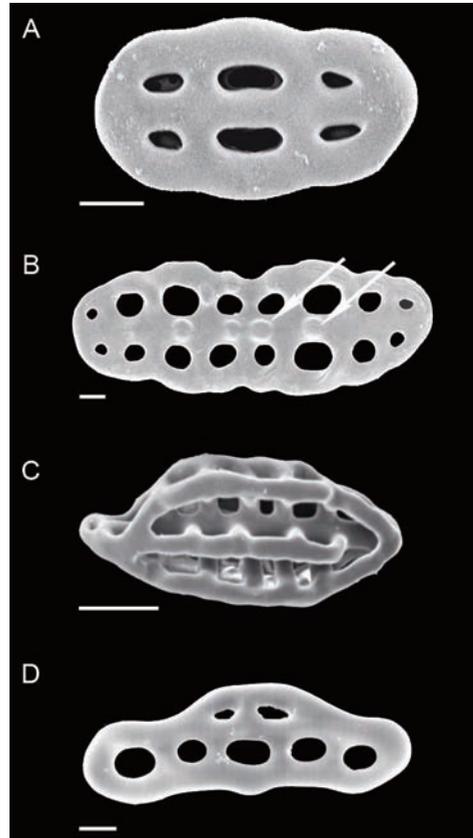


Fig. 25. Bouton ou boucle. A. Type régulier et lisse; B. Type régulier et légèrement rugueux (flèches); C. Type tridimensionnel (ellipsoïde); D. Type irrégulier. Echelle A-D = 10 μ m.

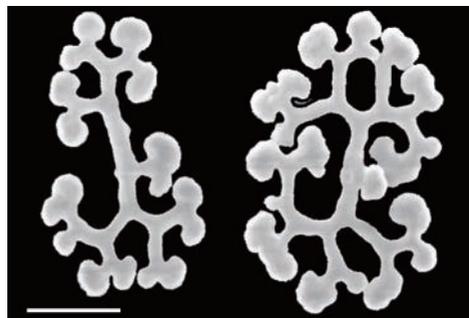


Fig. 26. Rosettes du tégument dorsal de *Bohadschia atra* Massin *et al.*, 1999. Echelle = 10 μ m.

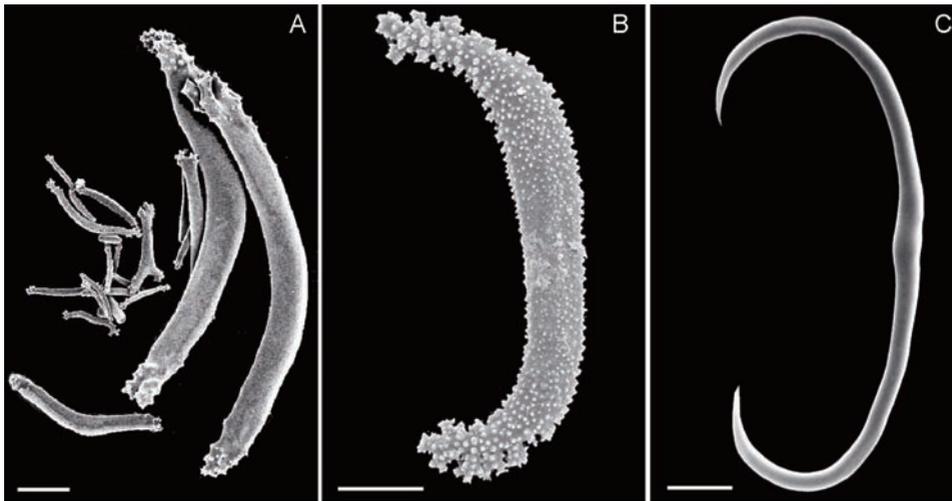


Fig. 27. Bâtonnets. A. Forme typique des tentacules d'une *Actinopyga miliaris* (Quoy & Gaimard, 1833); B. Forme rugueuse provenant du tégument de *Holothuria* (*Semperothuria*) *cinerascens* (Brandt, 1835); C. Forme en C ou S comme présente dans le tégument de *Stichopus chloronotus* Brandt, 1835. Echelle A = 50 μm ; B = 20 μm et C = 10 μm .

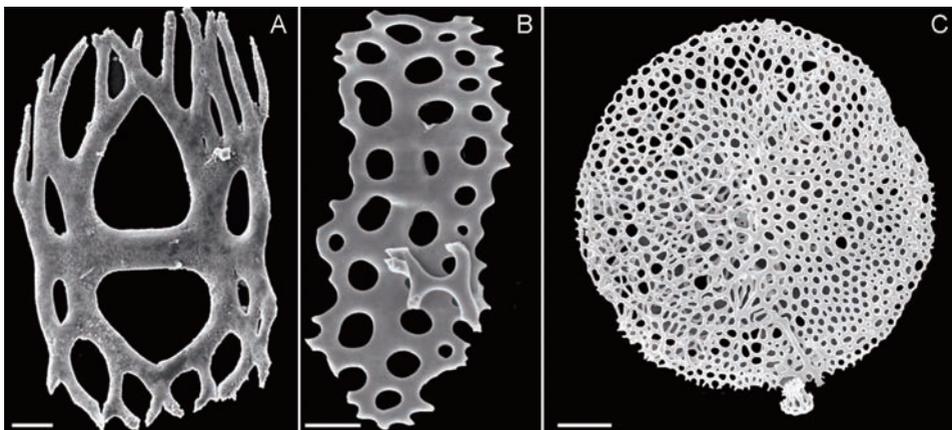


Fig. 28. Plaques perforées. A. Forme typique de *Holothuria* (*Halodeima*) *atra* Jaeger, 1833; B. Plaque provenant d'un podia de *Holothuria* (*Stauropora*) *hawaiiensis* (Brandt, 1835); C. Plaque terminale d'un podion de *Holothuria* (*Microthele*) *nobilis* (Selenka, 1867). Echelle A = 10 μm ; B = 25 μm , C = 100 μm .

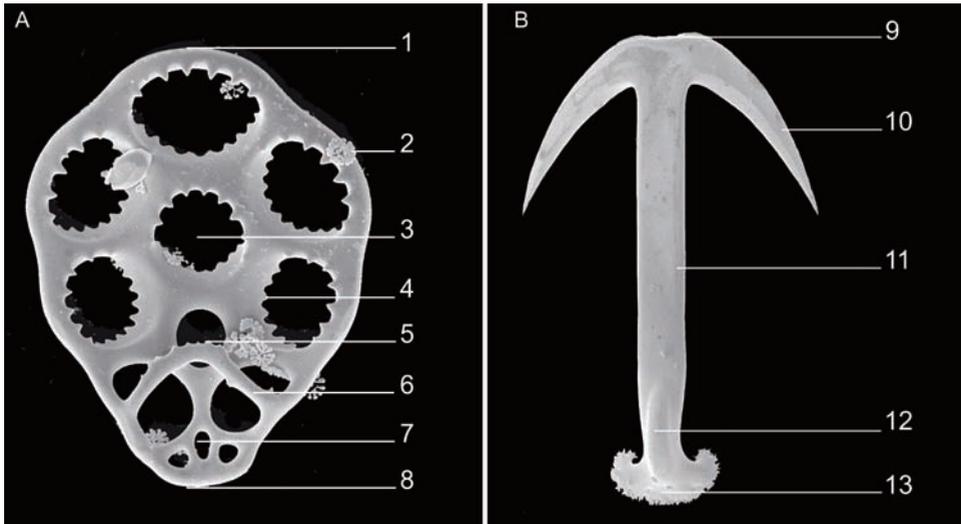


Fig. 29. Plaque anchorale et ancre. A. Plaque anchorale de *Synapta recta* (Semper, 1868); B. Ancre de *Synapta maculata* (Chamisso & Eysenhardt, 1821). 1 = partie antérieure; 2 = corpuscule crépu du tégument (ne fait pas partie de la plaque mais constitue un autre type de spicule); 3 = trou central; 4 = denticulation sur les trous principaux; 5 = denticulation sur le pont; 6 = bras du pont; 7 = trou postérieur; 8 = partie postérieure; 9 = vertex; 10 = bras; 11 = axe central; 12 = carène; 13 = manivelle.

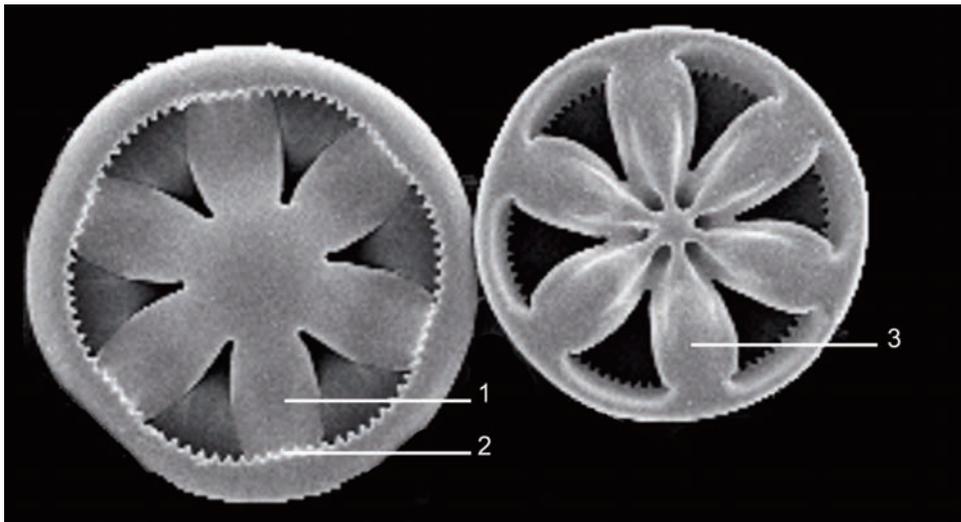


Fig. 30. Roues du tégument de *Chiridota stuhlmanni* Lampert, 1896. A gauche vue externe, à droite vue interne. 1 & 3 = rayon externe; 2 = denticulation sur le bord externe.

Une description plus détaillée de la majorité des spicules est présentée ci-dessous.

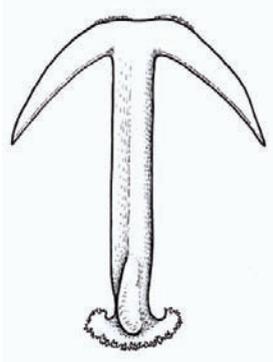


Fig. 31.

Ancre (Allemand: *Anker*; Anglais: *anchor*; Espagnole: *ancla*) (Fig. 31).

Spicules en forme d'ancre. La partie antérieure se termine en deux (exceptionnellement 3) bras latéraux qui peuvent être lisse ou finement dentelés latéralement; l'axe central qui relie les deux extrémités de l'ancre porte parfois à son extrémité antérieure (=vertex) des projections en forme de dents; la partie terminale (ou manivelle) est finement rugueuse ou branchue et s'articule sur une plaque anchorale. Ces spicules caractérisent les Synaptidae et la taille des ancres (et parfois aussi leur forme) peut varier entre la partie antérieure et postérieure de l'holothurie.

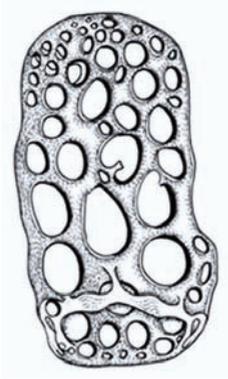


Fig. 32.

Plaque anchorale (Allemand: *Ankerplatte*; Anglais: *anchor plate*; Spanish: *placa ancla*) (Fig. 32).

Ossicule en forme de plaque ronde, ovale, pyriforme ou rectangulaire dont la partie antérieure est généralement plus large. Cette partie est perforée de larges trous lisses ou denticulés alors que la partie postérieure est perforée de trous plus petits et généralement lisses. Une barre (=pont) en forme d'arche lisse ou denticulée traverse la plaque dans sa partie postérieure constitue le point d'articulation entre l'ancre et la plaque anchorale. Comme avec les ancres, la taille peut varier avec la position dans le tégument.

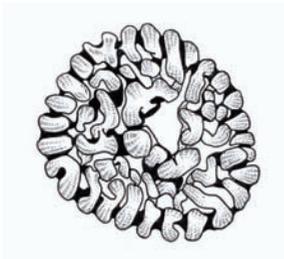


Fig. 33.

Corpuscule crépu (German: *biscuitförmige Kalkkörper*; Anglais: *miliary granule*; Espagnole : *gránulo miliar*) (Fig. 33).

Généralement très petit (5-30 μm de diamètre) ce spicule a une forme de rosette d'aspect muriforme; on le retrouve principalement chez les Synaptidae et les Chiridotidae.

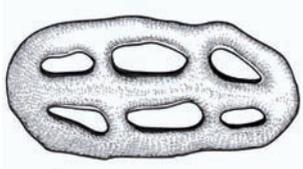


Fig. 34.

Bouton ou boucle (German: *Schnalle*; Anglais: *buton*; Espagnole: *botón*) (Fig. 34).

Les boutons sont des ossicules percés par un nombre variable de trous, réguliers ou irréguliers, qui sont généralement disposés par pair. Le bord du bouton peut être lisse, épineux, noueux, droit, sinueux ou irrégulier; sa surface est lisse ou noduleuse; son épaisseur est variable. Chez les Aspidochirotida (Holothuriidae et une minorité de Stichopodidae) les boutons sont généralement ovales à rectangulaires, avec un bord lisse, noduleux ou occasionnellement épineux; les trous sont généralement disposés en deux rangées (parfois une ou plus de deux) parallèles à l'axe central et sans trou terminal. Le nombre de trous varie de 2 à plus de 20 (voir plaque). Les boutons diffèrent les uns des autres par le nombre et la largeur des trous, par la structure du bord et par la nature de la surface. Les boutons particulièrement rugueux peuvent se transformer en ellipsoïdes fenestrés.

Chez certains Dendrochirotida, les boutons sont typiquement ovales ou en forme de diamant et possèdent 4 (parfois plus) trous organisés en croix. Ces boutons, sont analogues (origine évolutive différente) aux boutons des Aspidochirotida et d'après Gilliland (1993) peuvent également être divisés en lisses, noduleux ou épais.

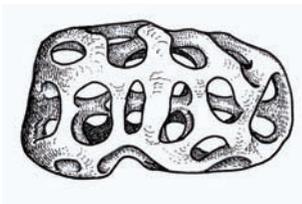


Fig. 35.

Ellipsoïde fenestré (Allemand: *gefensterte* ou *durchbrochene Hohlkugeln* ou *Hohlkörper*; Anglais: *fenestrated ellipsoid*; Espagnole: *elipsoide festoneado*) (Fig. 35).

L'ellipsoïde fenestré est un bouton à nodules interconnectés formant une structure tridimensionnelle dont le nombre, la taille et l'arrangement des trous et nodules sont variables.

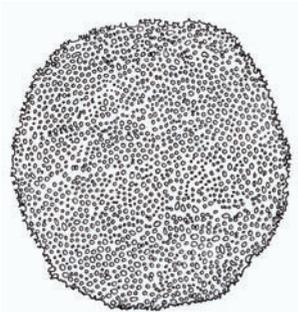


Fig. 36.

Plaque terminale (Allemand: *Endscheibe*; Anglais: *end-plate*; Espagnol: *placa de la ventosa*) (Fig. 36).

Une plaque terminale est un ossicule multiperforé que l'on trouve dans la partie terminale des pieds ambulacraires. Complètement formées les plaques terminales ont une forme circulaire dont le centre est souvent légèrement concave. Le nombre, la taille, l'arrangement et la régularité des perforations varient entre les taxa supérieurs. Le diamètre de la plaque terminale est variable (75-1000 µm de diamètre), bien que dans certains groupes elle est spécifique. Les trous centraux peuvent être recouverts par une croissance secondaire et former une trame irrégulière. La plaque terminale est faite d'une ou de plusieurs pièces.

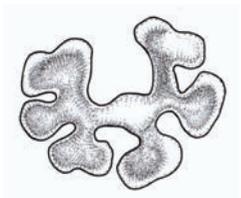


Fig. 37.

Grain (Allemand: *Körner*; Anglais: *grain* ou *granule*; Espagnole: *grano* ou *gránulo*). (Fig. 37)

Petit spicule perforé ou non (voir également *rosette*). Les grains sont présents uniquement chez les apodides.

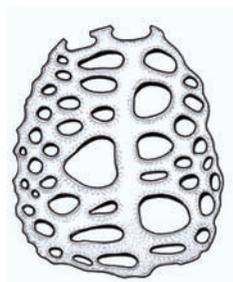


Fig. 38.

Plaque perforée (Allemand: *gefensterte Platte*; Anglais: *perforated plate*; Espagnole: *placa perforada*) (Fig. 38).

Spicule de taille et de structure variable qui est généralement séparé sur base du ratio longueur/largeur, de la rugosité, de l'épaisseur, de l'arrangement et du diamètre des perforations.

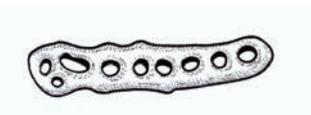


Fig. 39.

Pseudo-bouton (Allemand: *falsche Schnalle*; Anglais: *pseudo-buttons*; Spanish: *pseudo-botones*) (Fig. 39).

Bouton incomplet ou réduit.

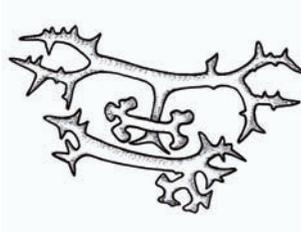


Fig. 40.

Bâtonnet (Allemand: *Kalkstäbchen* or *Stützstäbe*; Anglais: *rods*; Espagnole: *barrotas*) (Fig. 40).

Ossicule en forme de baguette allongée, lisse ou épineuse, simple ou ramifiée, perforée ou non, qui peut être renflée au centre et/ou distalement. Les bâtonnets présentent une grande variabilité en fonction des taxons.

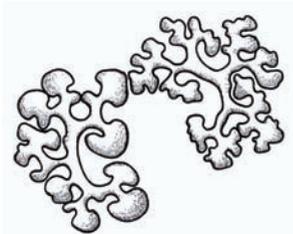


Fig. 41.

Rosette (Allemand: *Rosette*; Anglais: *rosette*; Espagnole: *roseta*) (Fig. 41).

Petit spicule en forme de barre à extrémités percées ou branchues, les branches souvent dichotomisées ou complexes; la barre elle-même pourvue d'expansions arrondies. Souvent l'apparence des rosettes est proche des boutons mais elles en diffèrent par des trous de taille différente et une perforation terminale (pour définitions plus précises voir aussi Panning (1951)). Chez le genre *Bohadschia* la rosette peut être fortement réduite, prenant l'aspect d'un grain perforé ou non.

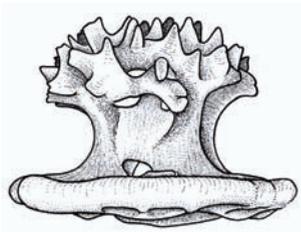


Fig. 42.

Tourelle ou table: (Allemand: *Stühle*; Anglais: *table*; Espagnol: *tabla*) (Fig. 42).

La tourelle est un spicule en forme de petite tour à base en forme de disque, large ou réduit. Les piliers de la tour, généralement 4, sont parallèles entre eux ou se fusionnent dans la partie apicale pour former une pointe ou une couronne d'épines. La taille de la tourelle est déterminée en fonction de la proportion diamètre du disque/hauteur pillier. Elle est haute lorsque la hauteur de la tourelle excède le diamètre du disque, moyenne lorsqu'elle équivaut au diamètre du disque et basse lorsqu'elle lui est inférieure (les tourelles peuvent être réduites à un disque avec ou sans nodules).

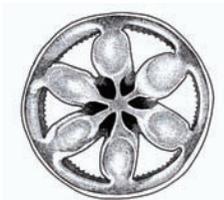


Fig. 43.

Roues (Allemand: *Rädchen*; Anglais: *wheels*; Espagnole: *rueda*) (Fig. 43).

Corps circulaire à au moins 6 rayons que l'on ne retrouve que chez les Chiridotidae (et Myriotrochidae, non présents aux Comores).

6. Etude systématique

6.1. Les holothuries de l'Archipel des Comores

Jusqu' à présent un total de 48 espèces d'holothuries ont été recensées dans les eaux littorales comoriennes (les trois îles de l'Union des Comores plus l'île de Mayotte). Ces espèces représentent trois ordres (Apodida, Aspidochirotida et Dendrochirotida), sept familles (Chiridotidae, Cucumariidae, Holothuriidae, Phyllophoridae, Sclerodactylidae, Stichopodidae et Synaptidae) et 16 genres (*Actinopyga*, *Afrocucumis*, *Bohadschia*, *Chiridota*, *Euapta*, *Havelockia*, *Holothuria*, *Ohshimella*, *Pearsonothuria*, *Pentacta*, *Polycheira*, *Stichopus*, *Synapta*, *Synaptula*, *Thelenota* et *Thyone*,). Nos travaux ont permis d'échantillonner 40 de ces 48 espèces. Pour ces 40 espèces, ainsi que pour une espèce non identifiée appartenant au genre *Stichopus*, la section suivante donne plus d'informations précises. Pour les sept autres espèces, c'est-à-dire *Actinopyga echinites* (Jaeger, 1833), *Bohadschia similis* (Jaeger, 1833), *Bohadschia marmorata* Jaeger, 1833, *Holothuria (Metriatyla) scabra* Jaeger, 1833, *Holothuria (Stauropora) pervicax* Selenka, 1867, *Havelockia turrispinea* Cherbonnier, 1988 et *Thyone comata* Cherbonnier, 1988, nous renvoyons le lecteur au travail de Cherbonnier (1988) sur les holothuries malgaches ou au travail de Samyn (2003) pour les holothuries du Kenya. Nous signalons aussi que certains auteurs (e.g. Rowe & Gates, 1995) considèrent les espèces *Bohadschia similis* et *B. vitiensis* comme des synonymes subjectifs plus récents de *B. marmorata*.

Même si la biodiversité en holothuries des eaux comoriennes est maintenant une des mieux connues de la région, nous restons convaincu qu'elle n'est encore qu'une sous-estimation de la réalité. Pour défendre ce point de vue, nous avons effectué une comparaison entre la faune de l'archipel et la biodiversité des holothuries des eaux voisines (c'est-à-dire la partie nord du Mozambique, 10 à 20 °S, et la partie nord-ouest de Madagascar, 10 à 20 °S). De cette comparaison il ressort qu'une famille (Psolidae) et six genres (*Hemithyone*, *Opheodesoma*, *Phyllophorus*, *Pseudocolochirus*, *Psolidium* et *Stolus*), représentant 11 espèces sont communes de la partie nord du Mozambique et de la partie nord-ouest de Madagascar, mais jusqu'à présent non recensées dans les eaux littorales de l'Archipel des Comores (Fig. 44).

Comme la présence de ces espèces dans les eaux comoriennes n'est que potentielle, nous avons choisi de ne pas les inclure, ni dans la clef systématique, ni dans les descriptions reprises ici.

Apodida
<i>Chiridota violacea</i> J. Müller, 1850; <i>Opheodesoma grisae</i> (Semper, 1868)
Aspidochirotida
<i>Actinopyga crassa</i> Panning, 1944; <i>Actinopyga lecanora</i> (Jaeger, 1833); <i>Holothuria (Halodeima) edulis</i> Lesson, 1830; <i>Holothuria (Stauropora) fuscocinerea</i> Jaeger, 1833
Dendrochirotida
<i>Pseudocolochirus violaceus</i> (Théel, 1886); <i>Hemithyone semperi</i> (Bell, 1884); <i>Phyllophurus (Urodemella) brocki</i> Ludwig, 1898; <i>Stolus buccalis</i> (Stimpson, 1856); <i>Psolidium ornatum</i> (Perrier, 1893)

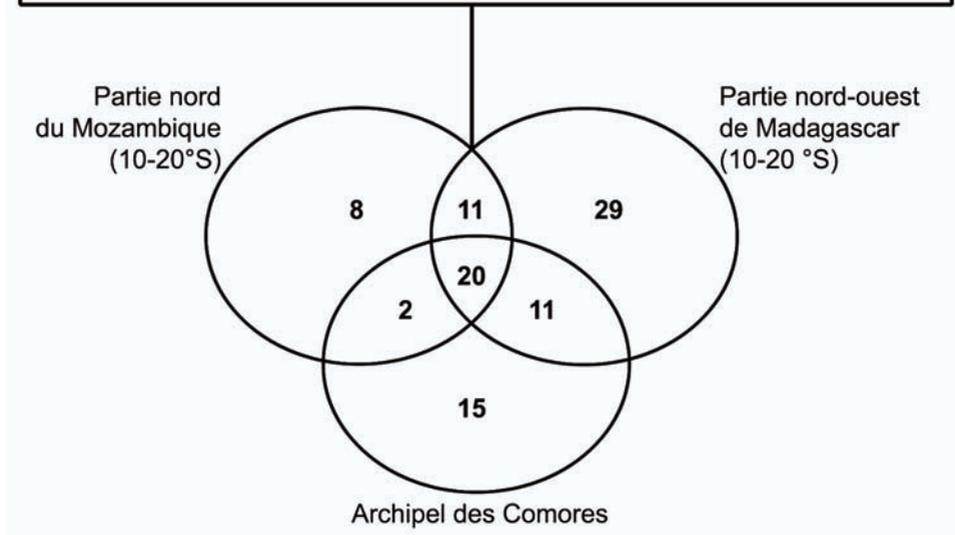


Fig. 44. Une analyse de recouvrement comparant la partie est et ouest des Comores montre que notre connaissance actuelle de la biodiversité en holothuries est probablement une sous-estimation de la réalité (figure adaptée de Samyn *et al.* 2005).

6.2. Clef d'identification

Pour permettre aux naturalistes avertis d'identifier les espèces présentes dans les eaux littorales comoriennes, nous avons construit une clé dichotomique de reconnaissance. Cet aide taxonomique reprend seulement certains caractères morphologiques dans un ordre prédéfini et n'a donc rien à voir ni avec la classification du groupe, ni avec une description du taxon en question.

Nous avertissons le lecteur que l'utilisation d'une telle clé nécessite une certaine expertise et qu'il peut donc conduire à des confusions ou à des erreurs. Chaque identification à l'aide de la clé doit forcément être suivie d'une comparaison attentive avec le guide d'identification qui se trouve à la fin de cet ouvrage.

1. Corps plus ou moins cylindrique, avec les extrémités parfois effilées; peau en général épaisse; corps couvert de podia et de papilles ou seulement de podia; tentacules peltés ou arborescents; organes arborescents présents; ampoules tentaculaires présentes ou absentes; spicules du tégument: tables, boutons, ellipsoïdes, plaques perforées, bâtonnets, rosettes, grains. **Aspidochirotida & Dendrochirotida 2**
- 1'. Corps vermiforme à parois mince; ni podia, ni papilles, parfois des verrucosités; tentacules pinnés ou pelto-digités; muscles rétracteurs du pharynx, ampoules tentaculaires et organes arborescents absents; spicules du tégument: ancras associées à des plaques anchorales, roues, bâtonnets, corpuscules crépus. **Apodida 3**
2. Tentacules peltés, troncs courts, disque élargi avec en général de petites digitations; podia et/ou papilles présentes; couronne calcaire sans prolongements postérieurs fragmentés; introvert et ses muscles rétracteurs absents; ampoules tentaculaires présentes; organes arborescents bien développés; organe de Cuvier présent ou absent; spicules du tégument: tables, boutons parfois transformés en ellipsoïdes, bâtonnets, rosettes, grains. **Aspidochirotida 7**
- 2'. Tentacules arborescents avec des ramifications branchues; podia présents, répartis sur tout le corps ou limités aux ambulacres; papilles absentes; radiales de la couronne calcaire avec ou sans prolongements postérieurs; ampoules tentaculaires absentes; introvert et sa musculature présents; organes arborescents présents; organe de Cuvier absent ; spicules du tégument: tables, plaques perforées noduleuses ou lisses, corbeilles, corpuscules crépus ; bâtonnets. **Dendrochirotida 39**
3. Tentacules pelto-digités ; spicules le plus souvent confinés dans des verrues ; roues bâtonnets; ancras et plaques anchorales jamais présentes **Chiridotidae 4**
- 3'. Tentacules pinnés; spicules du tégument: ancras, plaques anchorales, corpuscules crépus **Synaptidae 5**
4. 18 Tentacules; bâtonnets base tentacules long (jusqu'à 225 µm) et très épineux sur toute leur longueur ***Polycheira rufescens* (Brandt, 1835)**
- 4'. 12-13 Tentacules ; bâtonnets base tentacules courts (jusqu'à 90 µm), lisses sauf aux extrémités ***Chiridota stuhlmanni* Lampert, 1896**
5. Base des ancras fortement découpée et épineuse; bâtonnets des tentacules très rugueux ***Euapta godeffroyi* (Semper, 1868)**
- 5'. Base des ancras simplement épineuse **6**
6. Spécimens de très grande taille (> 2m); ancras et plaques anchorales très grandes (jusqu'à 700µm), plaques anchorales avec de nombreux (> 100) trous lisses ***Synapta maculata* (Chamisso & Eysenhardt, 1821)**

- 6'. Spécimens de petite taille (< 0,5 m); ancres et plaques anchorales maximum 400 µm; plaques anchorales avec peu de trous (< 15) la plupart dentelé ***Synaptula recta* (Semper, 1868)**
7. Une touffe de gonade; organe de Cuvier présent ou absent ; spicules du tégument: tables, boutons, bâtonnets (mais pas en forme de C ou S) **Holothuriidae 13**
- 7'. Deux touffes de gonade (de part et d'autre du mésentère dorsal); organe de Cuvier absent; spicules du tégument: tables, rosettes, baguette en C ou en S, pseudo-boutons **Stichopodidae 8**
8. Spicules en C ou S présents ou absents, tables, rosettes présentes ou absentes; grains absents ***Stichopus Brandt, 1835* 9**
- 8'. Spicules en C ou S absents, grains présents, pseudo tables présentes ou absentes ***Thelenota* H.L. Clark, 1921. 12**
9. Rosettes absentes dans le tégument; couleur uniforme vert avec le sommet des papilles oranges ***Stichopus chloronotus* Brandt, 1835**
- 9'. Rosettes présentes dans le tégument; coloration non-verdâtre **10**
10. Tables des papilles dorsales pas en forme de punaise **11**
- 10'. Tables des papilles dorsales en forme de punaise épineux ***Stichopus pseudohorrens* Cherbonnier, 1967**
11. Papilles dorsales courtes. ***Stichopus hermanni* Semper, 1868**
- 11'. Papilles dorsales bien développées. ***Stichopus* sp**
12. Dos avec papilles bifurquées; spicules tégument: pseudo-tables présentes, grains absents ***Thelenota ananas* (Jaeger, 1833)**
- 12'. Dos sans papilles; spicules tégument: pseudo-tables absentes, grains présents ***Thelenota anax* H.L. Clark, 1921**
13. Tégument très épais; podia et papilles petits répartis sur tout le corps; spicules: bâtonnets, grains, rosettes présents, tables et boutons absents **14**
- 13'. Tégument mince à épais; podia en général répartis sans ordre sur le trivium; spicules du tégument: tables et boutons presque toujours présents; couronne calcaire massive, non rubanée ***Holothuria* Linnaeus, 1767. 22**
14. Anus entouré de cinq dents calcaires; spicules du tégument: rosettes, bâtonnets lisses ou épineux; organe de Cuvier présent ou absent; si présent, tubes granuleux et peu nombreux ***Actinopyga*.Bronn, 1860. 15**
- 14'. Anus sans dents calcaires; organe de Cuvier présent, tubes lisses et nombreux **18**

15. Coloration brunâtre; spicules du tégument: rosettes absentes
. ***Actinopyga obesa* (Selenka, 1867)**
- 15'. Spicules du tégument: rosettes présentes **16**
16. Spicules du tégument: bâtonnets épineux absents
. ***Actinopyga miliaris* (Quoy & Gaimard, 1833)**
- 16'. Spicules du tégument: bâtonnets épineux présents **17**
17. Dos verdâtre à brunâtre; organe de Cuvier présent; pas de spicules
épineux branchus au sommet des papilles
. ***Actinopyga mauritiana* (Quoy & Gaimard, 1833)**
- 17'. Dos bleu avec des taches blanches; organe de Cuvier absent; spicules
épineux branchus au sommet des papilles
. ***Actinopyga caerulea* Samyn, VandenSpiegel & Massin, 2006**
18. 18-20 tentacules; spicules tégument : grains, rosettes ; papilles radiaires
autour de l'anus présentes ou absentes ***Bohadschia* Jaeger, 1833 19**
- 18'. 20-25 tentacules; spicules tégument: pseudo-tables et pseudo-rosettes;
papilles radiaires autour de l'anus présentes
. ***Pearsonothuria graeffei* (Semper, 1868)**
19. Bâtonnets des podia courts (<50µm); bâtonnets des tentacules lisses et
non bifurqués **20**
- 19'. Bâtonnets des podia longs (125-210µm); bâtonnets des tentacules
bifurqués et épineux. **21**
20. Dos brun beige avec des marbrures brunes très variables; bâtonnets
tentacules courts (100-300µm). ***Bohadschia vitiensis* (Semper, 1868)**
- 20'. Dos noir avec des ocelles rouges; bâtonnets des tentacules longs (300-
400µm) ***Bohadschia atra* Massin et al., 1999**
21. Peau dos brun-beige avec des marbrures; podia et papilles dorsales blancs;
peau ventre blanche ; bâtonnets des podia courts (maximum 125 µm)
. ***Bohadschia subrubra* (Quoy & Gaimard, 1833)**
- 21'. Peau uniforme brun: podia et papilles dorsales noires; bâtonnets des
podia longs (maximum 210µm). ***Bohadschia cousteau* Cherbonnier, 1954**
22. Spicules presque toujours réduits à des bâtonnets épineux
. **sous-genre *Selenkothuria* Deichmann, 1958 23**
- 22'. Spicules très variables, jamais réduits à des bâtonnets épineux **26**
23. Spicules: bâtonnets perforés sur les côtés présents
. ***Holothuria (Selenkothuria) erinacea* Semper, 1868**
- 23'. Spicules: bâtonnets perforés sur les côtés absents. **24**

24. Bâtonnets massifs, parfois élargis en plaque, lisses en dehors de quelques grosses épines
. ***Holothuria (Selenkothuria) parva Krauss in Lampert, 1885***
- 24'. Bâtonnets élancés, jamais élargis en plaque **25**
25. Bâtonnets élancés avec quelques grosses épines; plaques perforées en H absentes dans les podia; plaque terminal des podia < 550 µm.
. ***Holothuria (Selenkothuria) bacilla Cherbonnier, 1988***
- 25'. Bâtonnets élancés couverts de petites épines; plaques perforées en forme de H présentes dans les podia; plaque terminal des podia > 900 µm.
. ***Holothuria (Selenkothuria) moebii Ludwig, 1883***
26. Tables combinées avec des bâtonnets ou des rosettes mais jamais de boutons **27**
- 26'. Tables combinées à des boutons et pseudo-boutons; ni rosettes, ni bâtonnets **28**
27. Spicules tégument: tables et rosettes, pas de bâtonnets; disque tables réduit; tentacules peltés ***Holothuria (Halodeima) atra Jaeger, 1833***
- 27'. Spicules du tégument: tables et bâtonnets épineux, pas de rosettes; tentacules dendro-peltés
. ***Holothuria (Semperothuria) cinerascens (Brandt, 1835)***
28. Tables bien développées, disque rond, lisse, perforé par plus de 10 trous périphériques; boutons réguliers, lisses avec une ligne médiane longitudinale ; holothurie de petite taille (maximum 120 mm)
. ***Holothuria (Platyperona) difficilis Semper, 1868***
- 28'. Tables variables, disque lisse ou épineux, boutons lisses ou noduleux mais sans ligne médiane longitudinale; holothuries de taille moyenne à grande (150-300 mm) **29**
29. Tables avec une spire basse, bord du disque en général épineux; boutons ou pseudo-boutons irréguliers, jamais sous forme d'ellipsoïdes **30**
- 29'. Tables avec une spire modérée à haute, bords du disque en général lisse; boutons lisses ou transformer en ellipsoïdes **35**
30. Spicules absents dans les muscles longitudinaux; tables avec le bord souvent relevé en sous tasse et épineux; pseudo-boutons accumulés à hauteur de petites verrucosités dans le paroi du tégument.
. **sous-genre *Lessonothuria* Deichmann, 1958 31**
- 30'. Spicules présents dans les muscles longitudinaux; table avec le bord du disque non relevé en sous tasse; pseudo-boutons absents
. **sous-genre *Mertensiothuria* Deichmann, 1958 34**

31. Organe de Cuvier présent sous forme d'une boule de tubes agglomérés **32**
- 31'. Organe de Cuvier absent; peau dos brun-jaune avec deux lignes de 5-10 taches noirâtres **Holothuria (Lessonothuria) pardalis Selenka, 1867**
32. Bord du disque des tables lisse **Holothuria (Lessonothuria) hawaiiensis Fisher, 1907**
- 32'. Bord du disque des tables fortement épineux **33**
33. Tables avec 4-6 piliers très courts; majorité des couronnes d'épines des tables bien développées; boutons avec 3-8 trous, souvent réduits à une rangée de perforations. **Holothuria (Lessonothuria) verrucosa Selenka, 1867**
- 33'. Tables toujours avec 4 piliers très courts; majorité des couronnes d'épines des tables réduites à 4 épines arrondies; majorité des boutons réguliers; si réduits à une rangée, avec 3 perforations **Holothuria (Lessonothuria) insignis Ludwig, 1875**
34. Bâtonnets absents dans les tentacules; coloration brun foncé à noir uniforme **Holothuria (Mertensiothuria) leucospilota (Brandt, 1835)**
- 34'. Bâtonnets présents dans les tentacules; coloration brun clair à jaune avec des papilles dorsales plus claires **Holothuria (Mertensiothuria) hilla Lesson, 1830**
35. Tables à bord lisse, à base carrée avec 8 trous périphériques; boutons réguliers avec en général 3 paires de trous, jamais transformés en ellipsoïdes; dents anales toujours absents **sous-genre Thymiosycia Pearson, 1914 . . . 36**
- 35'. Tables à bord lisse, à base carrée avec >8 trous périphériques; boutons noduleux souvent transformés en ellipsoïdes; dents anales présents ou absents **sous-genre Microthele Brandt, 1835 37**
36. Boutons avec larges perforations; organe de Cuvier présent; papilles sur les surfaces dorsales et ventrales; coloration variable mais jamais avec deux rangées de points noirs dorsaux **Holothuria (Thymiosycia) impatiens (Forskål, 1775)**
- 36'. Boutons avec petites perforations; organe de Cuvier absent; podia sur les surfaces ventrale et dorsale; coloration beige-jaune parcourue par deux lignes longitudinales radiaires dorsales de 6 à 8 grandes plages brunes **Holothuria (Thymiosycia) arenicola Semper, 1868**
37. Dents anales présentes; flancs avec mamelles **38**
- 37'. Dents anales absentes; flancs sans mamelles; dos jaune à brun clair avec une dizaine de profonds replis transversaux; tables avec disque très réduit **Holothuria (Microthele) fuscopunctata Jaeger, 1833**

38. Dos noir avec mamelles blanches; organe de Cuvier présent.
 ***Holothuria (Microthele) nobilis (Selenka, 1867)***
- 38'. Dos gris avec marbrures brunes; mamelles blanches, piquetées de brun
 ou avec l'extrémité brun foncé; organe de Cuvier absent.
 ***Holothuria (Microthele) cf. fuscogilva Cherbonnier, 1980***
39. Couronne calcaire sans prolongements postérieurs; 10 tentacules
 **Cucumariidae *Pentacta tesselara Cherbonnier, 1970***
- 39'. Couronne calcaire avec des prolongements postérieurs courts
 **Sclerodactylidae. 40**
40. Spicules du tégument: plaques lenticulaires perforées (100-290 µm de
 diamètre) ***Afrocucumis africana (Semper, 1868)***
- 40'. Spicules du tégument: bâtonnets massives avec quelques grosses
 épines. ***Ohshimella ehrenbergi (Selenka, 1868)***

7. Guide d'identification

Les espèces d'holothuries conservées en alcool prennent souvent un aspect peu engageant et seule l'étude approfondie des spicules permet de les identifier. Il n'en est pas toujours de même pour les espèces vivantes. Certaines ont une morphologie et une coloration qui permettent une identification immédiate sur le terrain. Néanmoins cette identification de base doit toujours être vérifiée en laboratoire par une étude détaillée des différents caractères, comme les spicules, car beaucoup d'espèces se ressemblent très fort à première vue.

Le guide systématique qui suit reprend les espèces par ordre alphabétique au sein des familles. Les spicules et une photo en couleur, si possible prise *in situ*, illustrent chaque espèce qui est aussi caractérisée par des données écologiques générales incluant la profondeur. En raison de la grande plasticité du corps (influencée par la quantité d'eau contenue dans l'animal) la taille des espèces sera subdivisée en trois: petite < 100mm, moyenne de 100 à 300mm, et grande > 300mm. Le présent guide est destiné à aider les débutants; il recense les espèces observées aux Comores mais, pour plus d'informations, les auteurs encouragent le lecteur à consulter d'autres manuels ainsi que des publications spécialisées (voir liste de références).

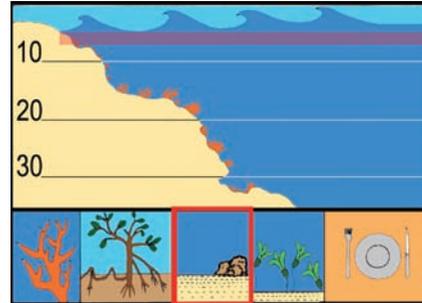
***Chiridota stuhlmanni* Lampert**

1896: 67: figs 1-3.

NOM COMMERCIAL: non commercialisé.

NOM LOCAL: inconnu.

RÉFÉRENCES: Clark & Rowe, 1971: 188 (distribution); Cherbonnier, 1988: 270, fig. 122A-G (description en français); Massin, 1999: 127, figs 108a-g (description en anglais et mentions avant 1999), fig. 109 (distribution).



Morphologie - Holothurie de petite taille pouvant atteindre 8 cm de longueur, serpentiforme au tégument très mince caractérisé par de petites verrucosités blanchâtres contenant des spicules en forme de roues. Bouche et anus terminaux. 12 - 13 tentacules digités.

Coloration - Corps blanc sale à beige.

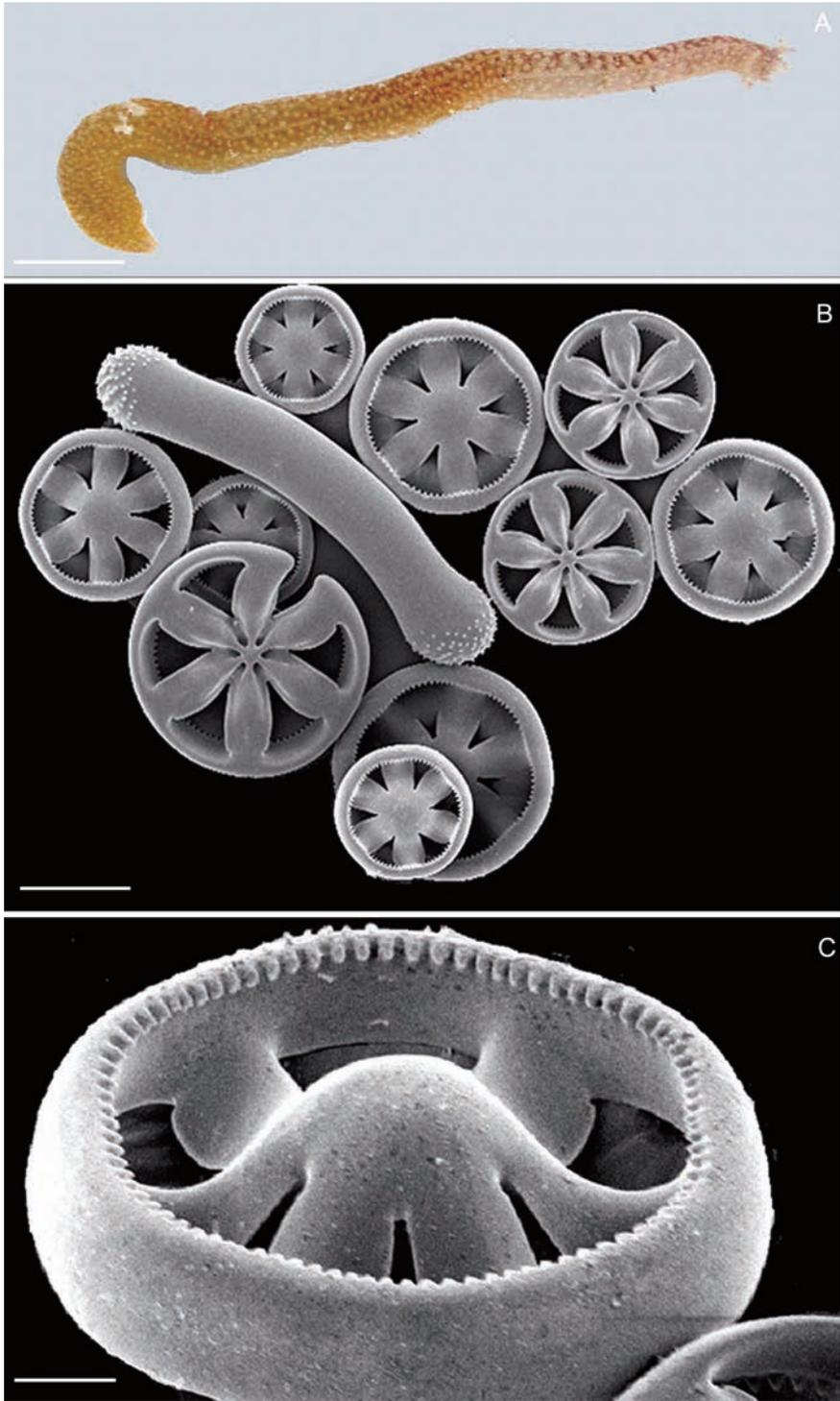
Types de spicules - Tégument avec des bâtonnets droits ou légèrement courbes avec les extrémités très épineuses et des roues à six rayons localisées dans les verrucosités. Tentacules avec bâtonnets plus courts et moins épineux que ceux du tégument.

Ecologie - Espèce intertidale, *Chiridota stuhlmanni* a été récoltée à marée basse sous les pierres devant Mitsamiuli (Grande Comore).

Distribution géographique - Cette espèce est connue de la Mer Rouge (Golfe d'Aqaba), de la côte de l'Afrique de l'Est, de Madagascar, des Seychelles (Aldabra), des îles Maldives, d'Indonésie, d'Australie, du Vietnam (Golfe du Siam), de la Chine (Iles Xisha) et des Fidji.

Remarques - Nouveau genre et nouvelle espèce pour l'Archipel des Comores.

Fig. 45. *Chiridota stuhlmanni* Lampert, 1896. A. Spécimen photographié en aquarium; B. Roues et bâtonnets du tégument dorsal; C. Vue oblique d'une roue. Echelle A = 1 cm; B = 50 μ m et C = 10 μ m. (Photo A de Yves Samyn, B et C de Didier VandenSpiegel).



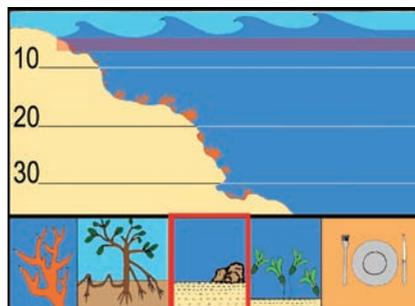
Polycheira rufescens (Brandt)

1835: 59.

NOM COMMERCIAL: Non commercialisé.

NOM LOCAL: Inconnu.

RÉFÉRENCES: H.L. Clark, 1907: 120, pl. 7, figs 14-18 (distribution + synonymie); Cherbonnier, 1988: 269, fig. 121A-L (description en français), à tort sous le nom *Polycheira fusca* (Quoy & Gaimard, 1833); Thandar, 1989: 451 (description en anglais + synonymie).



Morphologie - Holothurie de petite taille pouvant atteindre 10 cm de longueur, serpentiforme au tégument très mince caractérisé par de petites verrucosités blanchâtres contenant des spicules en forme de roues. Bouche et anus terminaux. 18 tentacules allongés et terminés par une couronne de digitations bien visibles.

Coloration - Corps brun rougeâtre.

Types de spicules - Tégument avec roues de tailles inégales regroupées dans les verrucosités, des bâtonnets incurvés aux extrémités parfois noduleuses et des bâtonnets droits et lisses; tentacules avec de grands bâtonnets très rugueux.

Ecologie - Espèce intertidale, *P. rufescens*, a été récoltée à marée basse sous les pierres devant Mitsamiuli (Grande Comore) ainsi que dans les mangroves du Parc Marin de Mohéli.

Distribution géographique - Afrique de l'Est, Golfe du Bengale, Indonésie, Philippines, Nord de l'Australie, Mer de Chine, Sud de l'Océan Pacifique.

Remarques - Cherbonnier (1988) propose d'utiliser le nom *Polycheira fusca* (Quoy & Gaimard, 1833) pour cette espèce. Même si cette décision est parfaitement compréhensible (l'holotype existe toujours dans les collections du Muséum d'Histoire Naturelle de Paris et la redescription a été faite par Cherbonnier en 1952) elle n'est pas justifiable car le nom *fusca* Quoy & Gaimard, 1833, comme publié dans le binomium de *Fistularia fusca* Quoy & Gaimard, 1833, fut supprimé par la Commission de nomenclature zoologique en 1966 (Opinion 762). Le synonyme subjectif plus récent, *Polycheira rufescens* (Brandt, 1835), le remplace. Nouveau genre et nouvelle espèce pour l'Archipel des Comores.

Fig. 46. *Polycheira rufescens* (Brandt, 1835). A. spécimen relaxé *in situ*; B. Spécimen contracté attaché en dessous d'un roché; C. Détail de tentacules; D. Bâtonnets des tentacules; E. Roues et petits bâtonnets du tégument. Echelle A = 3 cm; B = 5 cm; C = 1 cm; D = 20 μ m et E = 50 μ m. (Photo A-C de Yves Samyn, D et E de Didier VandenSpiegel).

