



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 mer; 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 de 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.

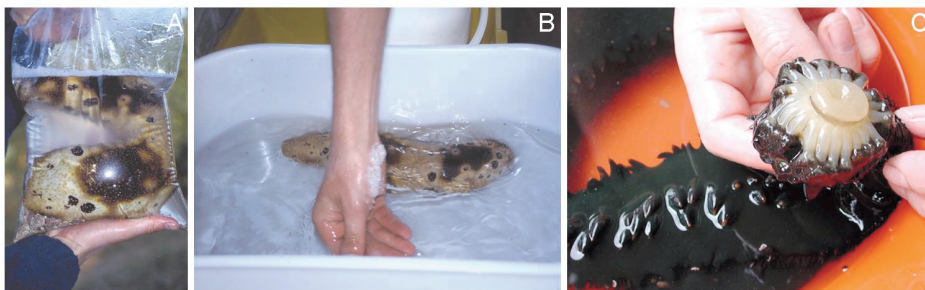


Fig. 14. Anesthésie d'un spécimen récolté. A. Un spécimen de *Bohadschia subrubra* (Quoy & Gaimard, 1833) encore dans son sac de récolte; B. Le chlorure de magnésium est ajouté progressivement pour atteindre une concentration approximative de 5%; C. un spécimen (ici *Stichopus chloronotus* Brandt, 1835) 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.

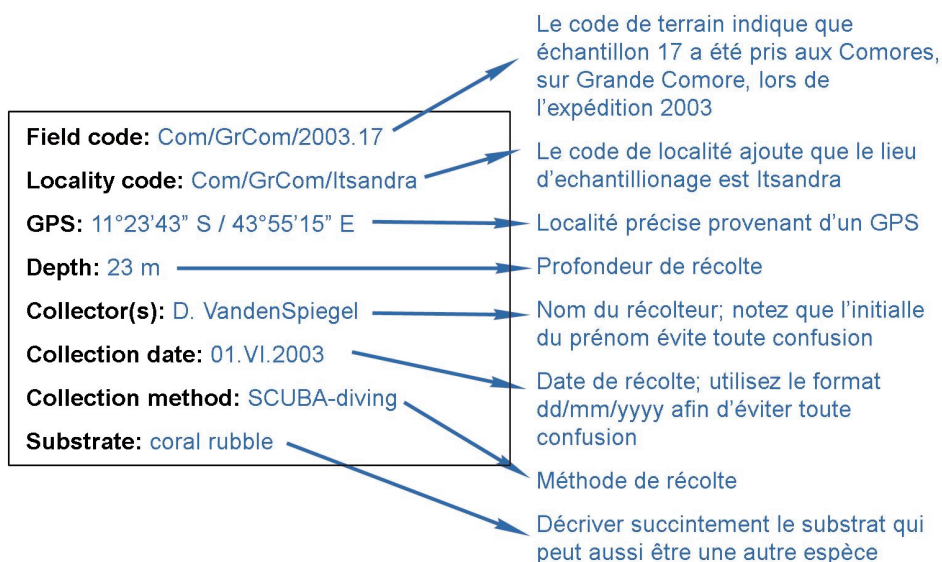


Fig. 15. L'étiquette de terrain pré-imprimée définissant les champs à compléter en utilisant en marqueur indélébile (e.g. Rotring radiograph)

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>).

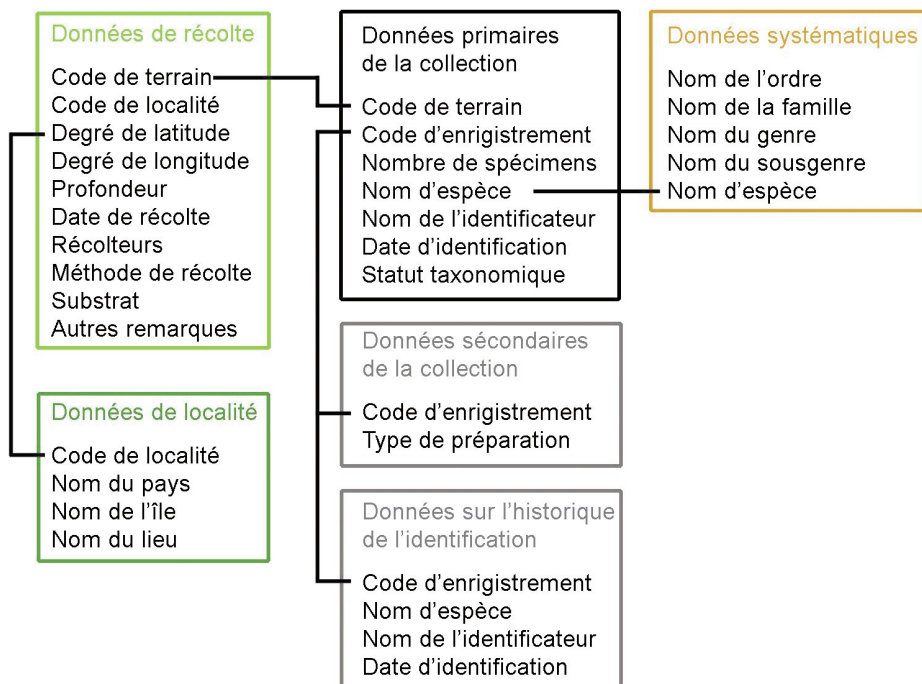


Fig. 17. Structure d'une banque de données de base relativement simple.

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.

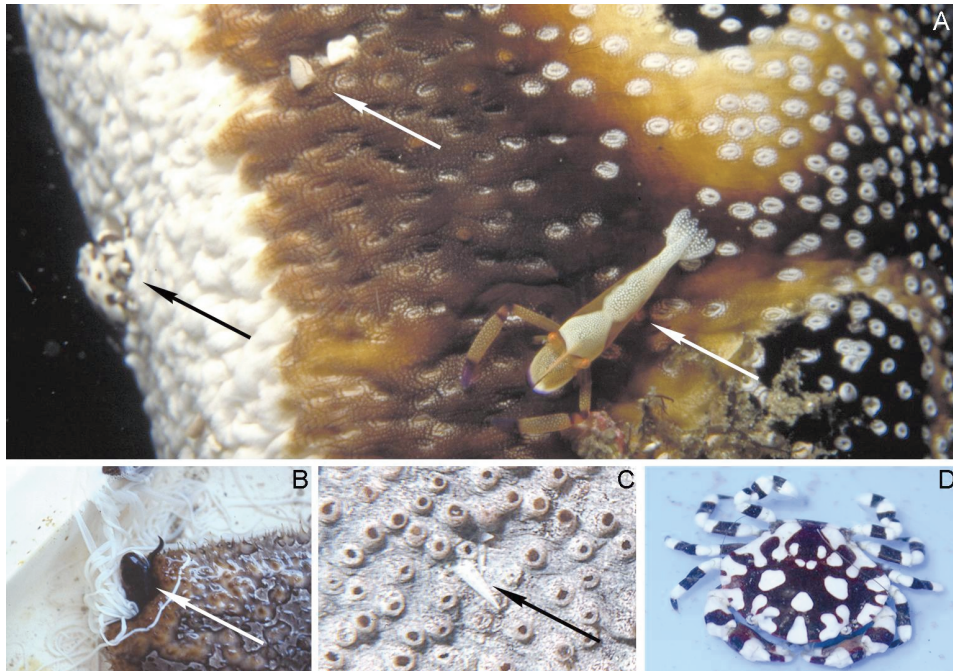


Fig. 18. L'holothurie, un micro-écosystème. A. Peau de *Bohadschia subrubra* (Quoy & Gaimard, 1833) avec de gauche à droite le crabe *Lissocarcinus orbicularis* Dana, 1852; des parasites gastropodes appartenant aux Eulimidae, et la crevette *Periclimenes imperator* Bruce, 1967; B. Poisson carapide (espèce 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).

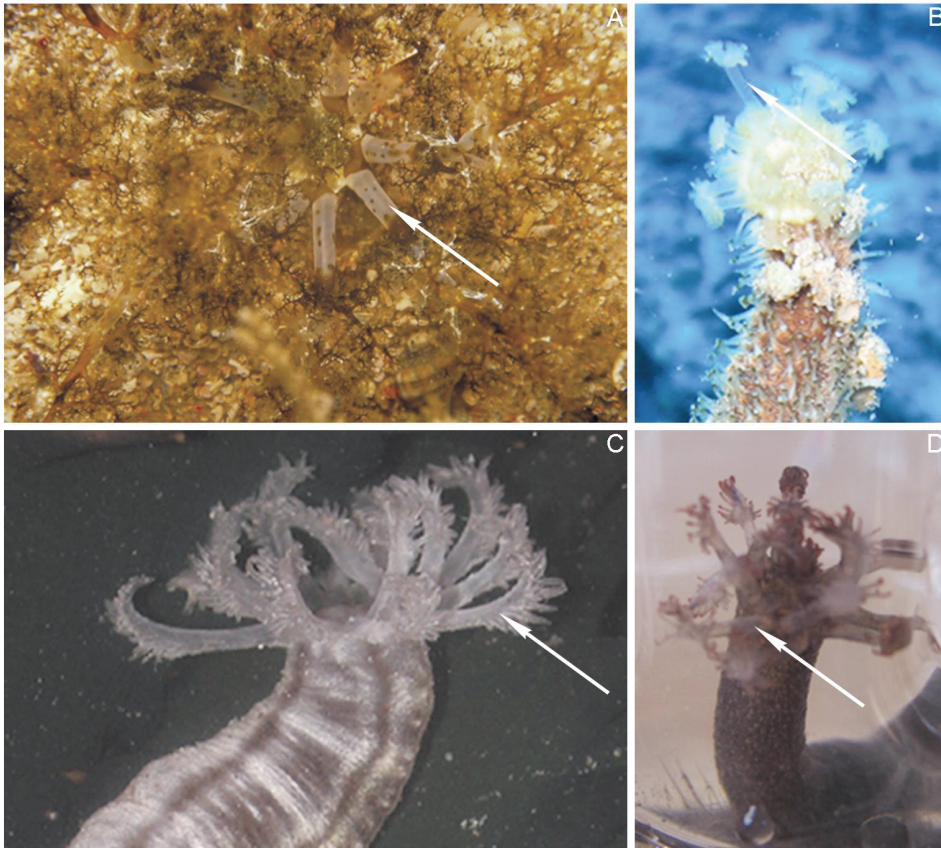


Fig. 19. Principaux types de tentacules. A. Le dendrochirote *Massinium maculosum* Samyn & Thandar, 2002 expose ses tentacules dendritiques; B. L'aspidochirote *Holothuria (Lessonothuria) pardalis* Selenka, 1867 avec ses tentacules peltés; C & D. Les apodides *Euapta godeffroyi* (Semper, 1868) et *Polycheira 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).

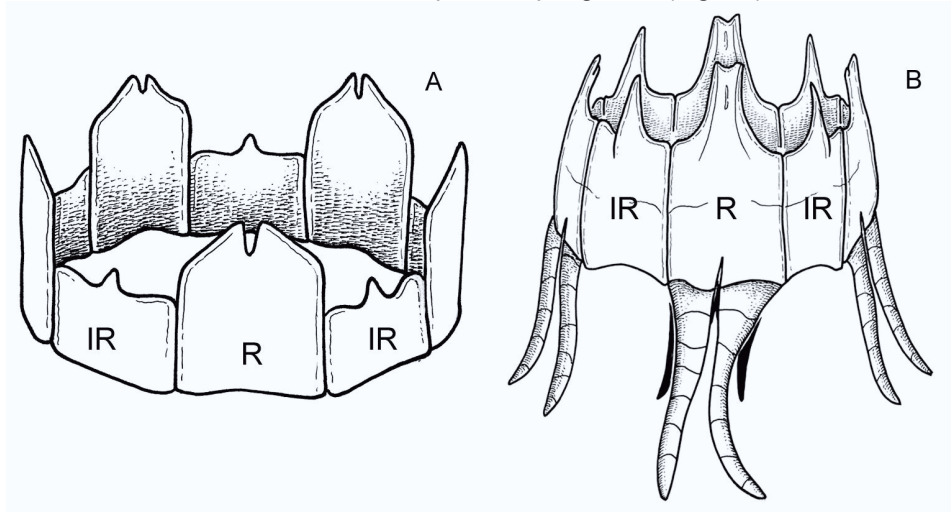


Fig. 21. La couronne calcaire. A. Forme typique des Holothuriidae; B. Forme typique des Phyllophoridae. Les pièces radiales (R) et interradianales (IR) sont bien visibles (Dessins de Nadine Van Noppen)

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).

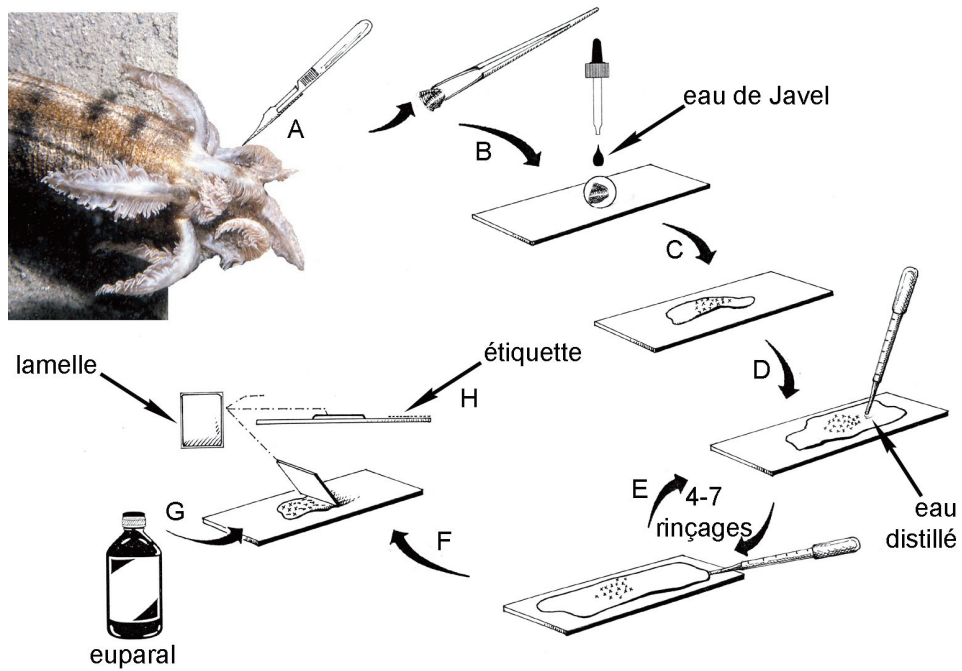


Fig. 22. Les différentes étapes dans la préparation des spicules. A. prélever une structure précise (attention de ne pas contaminer votre échantillon avec d'autres structures); B. La placer dans une goutte d'eau de Javel sur une lame porte objet; C. Attendre la dissolution des tissus; D. lorsque les 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)

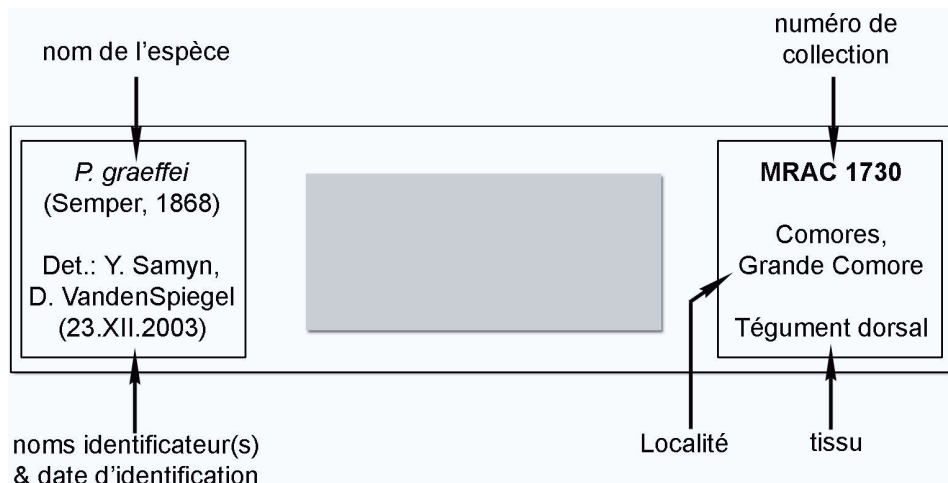


Fig. 23. Exemple d'une lamelle microscopique avec des étiquettes précises.

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 reliés 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.

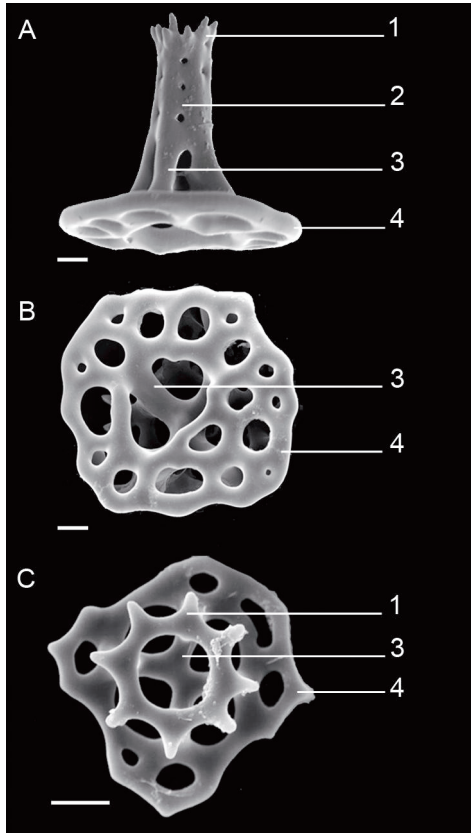


Fig. 24. Tourelle ou table. A. Vue latérale; B. Vue de dessous; C. Vue du dessus. 1 = couronne; 2.= entretoise; 3= pillier; 4 = disque. Echelle A-C = 10 μ m.

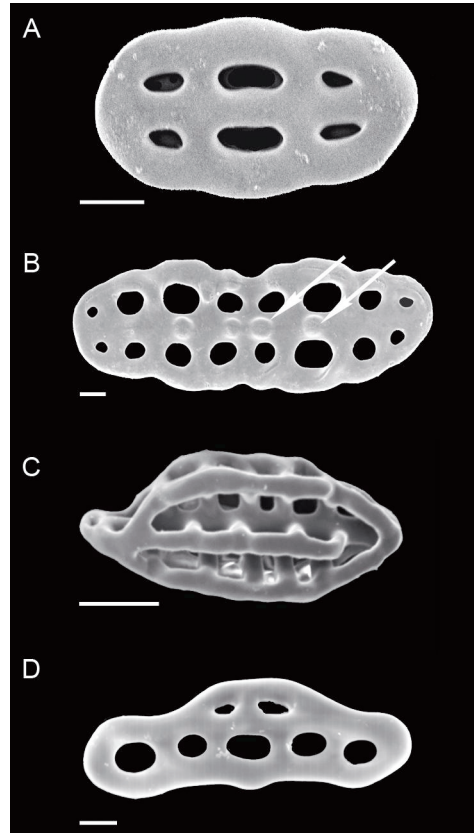


Fig. 25. Bouton ou boucle. A. Type régulier et lisse; B. Type régulier et légèrement rugueux (flèches); C. Type tridimensionnel (ellipsoïde); D. Type irrégulier. Echelle A-D = 10 μ m.

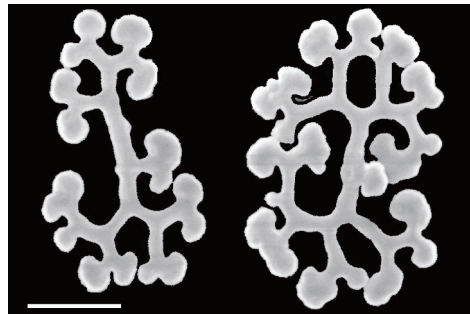


Fig. 26. Rosettes du tégument dorsal de *Bohadschia atra* Massin *et al.*, 1999. Echelle = 10 μ m.

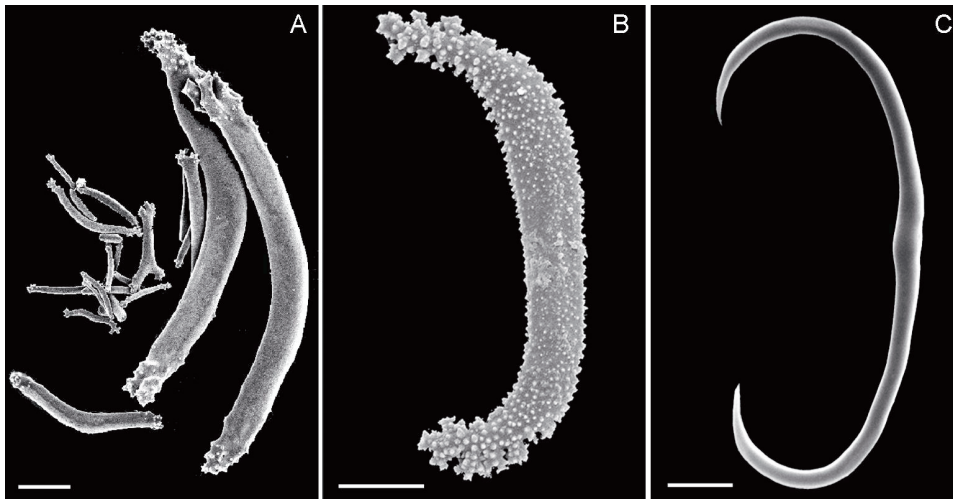


Fig. 27. Bâtonnets. A. Forme typique des tentacules d'une *Actinopyga miliaris* (Quoy & Gaimard, 1833); B. Forme rugueuse provenant du tégument de *Holothuria* (*Semperothuria*) *cinerascens* (Brandt, 1835); C. Forme en C ou S comme présente dans le tégument de *Stichopus chloronotus* Brandt, 1835. Echelle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

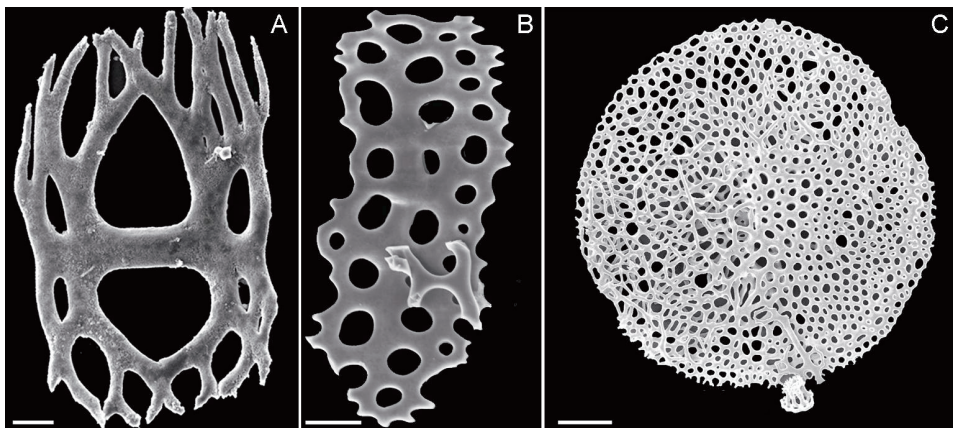


Fig. 28. Plaques perforées. A. Forme typique de *Holothuria* (*Halodeima*) *atra* Jaeger, 1833; B. Plaque provenant d'un podia de *Holothuria* (*Stauropora*) *hawaiiensis* (Brandt, 1835); C. Plaque terminale d'un podion de *Holothuria* (*Microthele*) *nobilis* (Selenka, 1867). Echelle A = 10 μm ; B =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

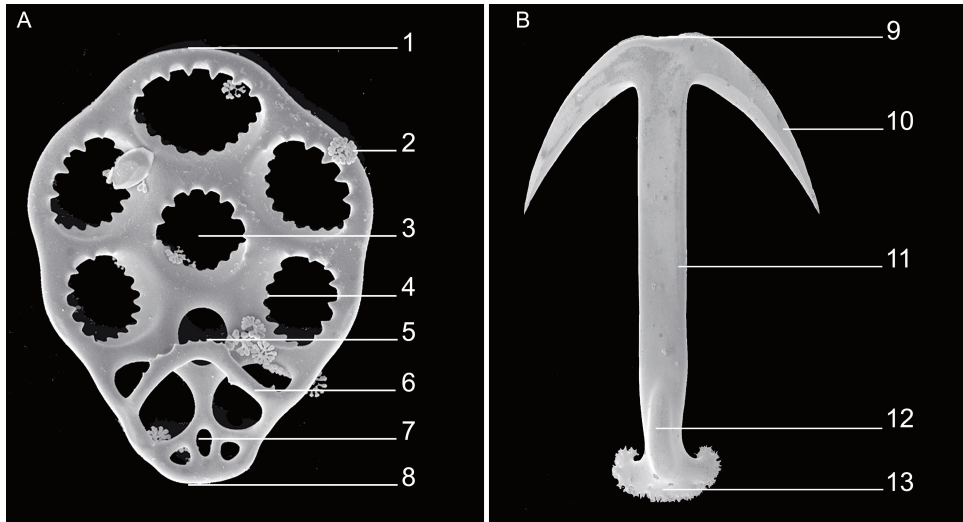


Fig. 29. Plaque anchorale et ancre. A. Plaque anchorale de *Synaptula recta* (Semper, 1868); B. Ancre de *Synapta maculata* (Chamisso & Eysenhardt, 1821). 1 = partie antérieure; 2 = corpuscule crépu du tégument (ne fait pas partie de la plaque mais constitue un autre type de spicule); 3 = trou central; 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.

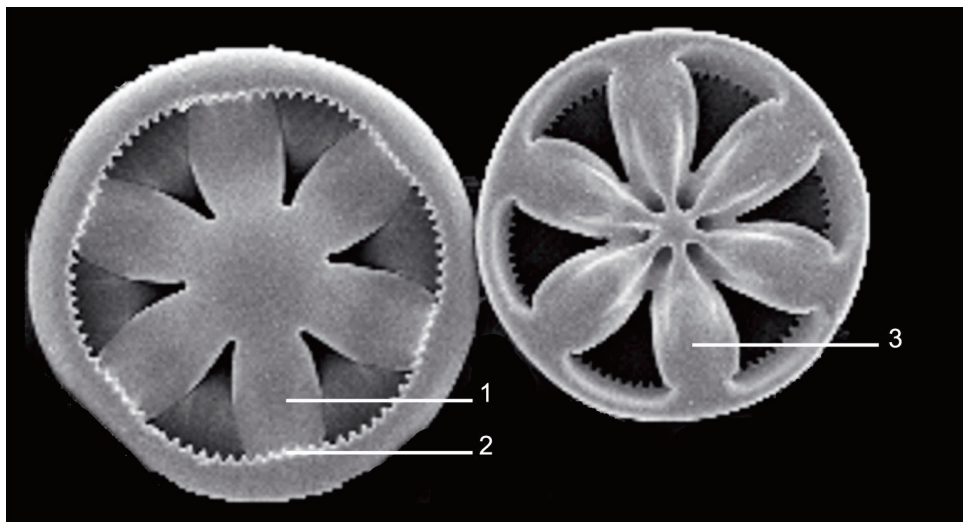


Fig. 30. Roues du tégument de *Chiridota stuhlmanni* Lampert, 1896. A gauche vue externe, à droite vue interne. 1 & 3 = rayon externe; 2 = denticulation sur le bord externe.

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

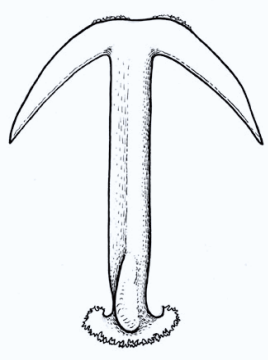


Fig. 31.

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.

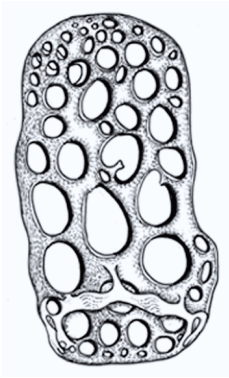


Fig. 32.

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.

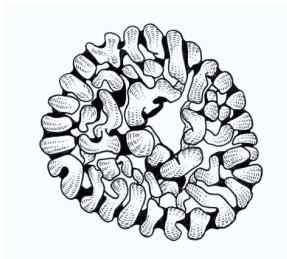


Fig. 33.

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.

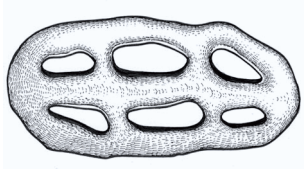


Fig. 34.

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.

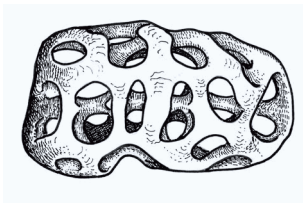


Fig. 35.

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.

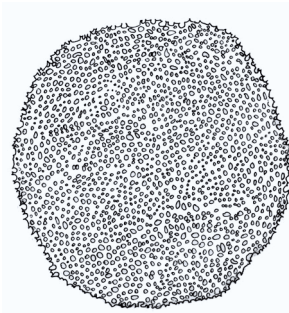


Fig. 36.

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.

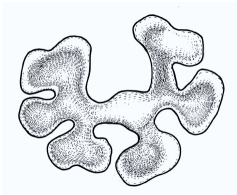


Fig. 37.

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.

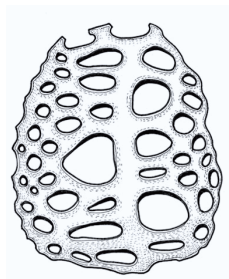


Fig. 38.

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.

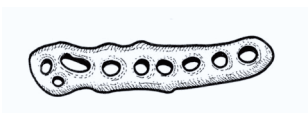


Fig. 39.

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

Bouton incomplet ou réduit.

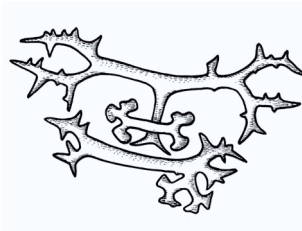


Fig. 40.

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.

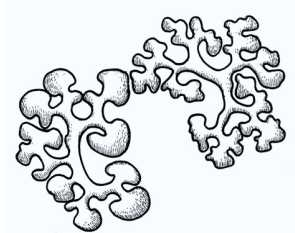


Fig. 41.

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.

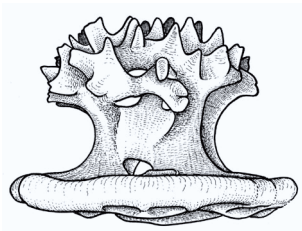


Fig. 42.

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).

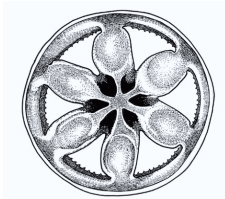


Fig. 43.

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 (Metriatyia) 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.

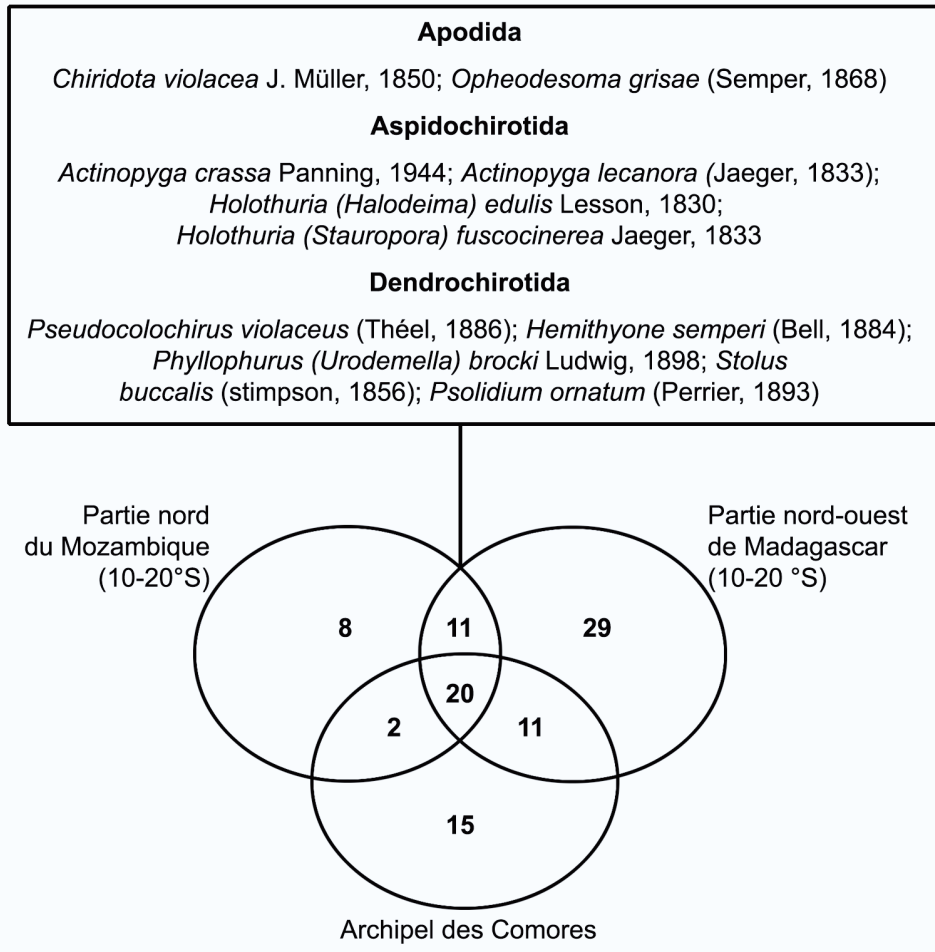


Fig. 44. Une analyse de recouvrement comparant la partie est et ouest des Comores montre que notre connaissance actuelle de la biodiversité en holothuries est probablement une sous-estimation de la réalité (figure adaptée de Samyn *et al.* 2005).

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.