

Indice Diatomique de Nouvelle-Calédonie (IDNC)



Lefrançois E.¹, Marquié J.,
Boutry D.², Coste M.², Delmas F.²

¹ECO in'EAU

²IRSTEA

Mise à jour 2022

Auteurs et contributeurs

Auteurs

Julien Marquié (julmarquie@gmail.com)

Estelle Lefrançois (estelle.lefrancois@eco-in-eau.fr), Eco in'Eau

Sébastien Boutry (sebastien.boutry@irstea.fr), Irstea

Michel Coste, Irstea

François Delmas (françois.delmas@irstea.fr), Irstea

Coordinateur

Adrien Bertaud (adrien.bernaud@oeil.nc), Observatoire de l'environnement en Nouvelle-Calédonie (OEIL)

Contributeurs

Yannick Dominique (ydominique@bioeko.nc), Bioeko

CNRT (cnrt@cnrt.nc), CNRT Nickel et son environnement

Direction des Affaires Vétérinaires Alimentaires et Rurales (DAVAR), Service de l'Eau (davar-sde@gouv.nc), Gouvernement de la Nouvelle-Calédonie

Référence bibliographique complète à utiliser pour la citation du présent guide méthodologique :

Marquié, J. & Lefrançois, E., Boutry, S., Coste, M., Delmas, F., Bertaud, A. (2019). Guide méthodologique pour la mise en œuvre de l'Indice Diatomique de Nouvelle-Calédonie (IDNC). Éditeur : OEIL. V2 de mai 2022, 50 pages + Annexes.

Table des matières

Chapitre I - Contexte de la conception et de la mise en œuvre de l'IDNC.....	9
I.1. Le contexte réglementaire	9
I.2. Le contexte hydroclimatique et géochimique de la Nouvelle-Calédonie.....	9
I.2.1. Le climat	9
I.2.2. L'hydrographie.....	10
I.2.3. La géochimie des cours d'eau.....	10
I.3. Les pressions anthropiques majeures en NC.....	11
I.4. Les diatomées benthiques.....	11
I.4.1. La biologie des diatomées	11
I.4.2. Des capacités bioindicatrices avérées	14
I.5. Conception de l'IDNC	15
I.5.1. Objectifs de l'IDNC.....	15
I.5.2. Les grands choix réalisés pour s'adapter au contexte calédonien	16
I.5.3. Le périmètre et les restrictions de mise en œuvre de l'IDNC	16
I.5.4. Les points de vigilance/difficultés rencontrées.....	17
Chapitre II - Les caractéristiques essentielles de l'IDNC et modalités de calcul	19
II.1. Intégration des conditions abiotiques	19
II.2. Intégration des données d'inventaire.....	21
II.3. Modalités de calcul de l'indice	22
Chapitre III - Les étapes de la mise en œuvre de l'indice.....	25
III.1. L'acquisition du matériel biologique	25
III.1.1. La période d'échantillonnage	25
III.1.2. La méthode de prélèvement	26
III.1.3. Les étapes du prélèvement	26
III.1.4. Les données complémentaires	27

III.1.5. L'identification des échantillons	28
III.1.6. La conservation des échantillons	28
III.2. Le traitement des échantillons et la confection des préparations permanentes	28
III.2.1. Le matériel.....	28
III.2.2. Les étapes du traitement d'un échantillon	29
III.2.3. Les difficultés couramment rencontrées	35
III.3. L'inventaire des diatomées.....	36
III.3.1. Le matériel conseillé	36
III.3.2. La méthode de comptage	36
III.3.3. Les ouvrages de référence et autres ouvrages utiles.....	37
III.3.4. Les difficultés de détermination couramment rencontrées	38
III.3.5. Gestion des nouveaux taxons rencontrés et mise à jour de la liste de référence des espèces disponible sur l'application Hydrobio	38
III.4. La conservation des données	40
III.4.1. L'archivage des échantillons (lames et prélèvements)	40
III.4.2. La bancarisation des résultats	40
III.5. Le calcul de l'IDNC	42
III.5.1. Niveau de confiance et d'incertitude.....	42

Tables des Figures

Figure 1 : Frustule de <i>Nitzschia amphibia</i> (a) ; Frustule ouvert de <i>Diadesmis confervacea</i> (b) (microscopie électronique à balayage).....	12
Figure 2 : Différents modes de reproduction des diatomées.	13
Figure 3 : Facteurs environnementaux structurant les communautés de diatomées.	14
Figure 4 : Représentation cartographique des hydro-éco-régions de Nouvelle-Calédonie	19
Figure 5 : Méthode d'agrégation de chaque métrique individuelle, menant au calcul de la note indicielle.	24
Figure 6 : Récupération du biofilm par brossage du substrat à la brosse à dents.	27
Figure 7 : Champs microscopique au grossissement x200. a : densité insuffisante; b et c : densité correcte; d: densité trop élevée nécessitant une dilution de l'échantillon.....	31
Figure 8 : Illustration des étapes du traitement des échantillons et du montage des lames permanentes	33
Figure 9 : Culot rouge obtenu après traitement d'un échantillon riche en latérite.....	35
Figure 10 : Illustration schématique du balayage par transects au microscope et illustration d'un champ de l'objectif du microscope.	36
Figure 11 : Aperçu des couvertures des 2 volumes du guide d'identification	37

Table des Tableaux

Tableau 1 : Liste des 11 cours d'eau de l'HER B « Plaine Littorale de l'Ouest » étudiés au cours de la conception de l'indice sous influence ultramafique.....	20
Tableau 2 : Grille de notation pour la métrique "colmatage"	21
Tableau 3 : Liste des taxons d'alerte sélectionnés d'emblée par TITAN et modifiée par expertise	22
Tableau 4 : Limites inférieures de chaque classe de qualité pour chaque métrique et chaque HER.....	23
Tableau 5 : Matériel nécessaire au traitement des échantillons bruts, à la confection des lames permanentes et la conservation des échantillons traités.....	29
Tableau 6 : Exemple possible d'inventaire extrait d'OMNIDIA	41

Table des Annexes

Annexe 1 : Caractéristiques principales de chaque biotype	52
Annexe 2 : Liste des 217 taxons constitutifs de l'IDNC.....	55
Annexe 3 : Fiche « Terrain »	59
Annexe 4 : Fiche de suivi de traitement des échantillons.....	60
Annexe 5 : Fiche d'inventaire de diatomées	61
Annexe 6 : Fiche nouveau taxon non déterminé.....	62

Glossaire

Acronyme	Signification
ACP	Analyse en composantes principales
ADR	Accord européen relatif au transport international des marchandises dangereuses par route
AFC	Analyse factorielle des correspondances
Al	Aluminium
Ca	Calcium
CAH	Classification ascendante hiérarchique
Cond	Conductivité
Cr	Chrome
DBO5	Demande biologique en oxygène sur 5 jours
EQR	Ecological Quality Ratio (Equivalent de qualité écologique)
GPS	Global Positionning System
HER	Hydroécorégion
IBD	Indice Biologique Diatomées
IDNC	Indice Diatomique Nouvelle-Calédonie
Mg	Magnésium
NH₄	Ammonium
Ni	Nickel
NO₃	Nitrates
O₂	Dioxygène
OEIL	Observatoire de l'environnement en Nouvelle-Calédonie
PO₄	Phosphates
ppp	Pixel par pouce
Si	Silicium
STEP	Station d'épuration des eaux usées

Introduction

En Nouvelle-Calédonie, la gestion intégrée des milieux et ressources aquatiques a été identifiée depuis le début des années 2000 comme une priorité et fait partie des objectifs du plan d'action élaboré en 2004 par les collectivités locales (gouvernement, Provinces) et nationales dans le cadre du plan d'action outre-mer de la *Stratégie Nationale pour la Biodiversité* (SNB), programmation 2004-2010 (poursuivie par une seconde phase 2011-2020). Cette priorité est également reconnue par le *Schéma de développement durable du territoire calédonien* ainsi que par la *Stratégie régionale pour la Biodiversité du PROE* (Programme Régional Océanien de l'Environnement).

C'est dans ce contexte qu'ont été tenus des **Ateliers thématiques « eau douce »**, en avril 2010, à l'issue desquels l'Observatoire de l'Environnement en Nouvelle-Calédonie (OEIL), la Direction des Affaires Vétérinaires, Alimentaires et Rurales (DAVAR) du gouvernement de la Nouvelle-Calédonie et le CNRT Nickel et son environnement ont décidé de soutenir un programme de Recherche-Développement dont l'objectif principal serait la **mise au point d'un nouvel indice biologique** s'appuyant sur un compartiment de producteurs primaires phototrophes, les **diatomées benthiques**. La réalisation de ce programme, initié en Octobre 2012, a été confiée à un consortium expérimenté en la matière qui associait l'Institut national de Recherche en Sciences et Technologies pour l'Environnement et l'Agriculture (IRSTEA) et les bureaux d'études Asconit Consultants et Bioeko.

L'objectif du présent document est de fournir un **ouvrage pratique destiné à permettre la mise en œuvre de l'Indice Diatomique de Nouvelle-Calédonie (IDNC)** dans des conditions qui garantissent la fiabilité du résultat. Pour cela, il reprend toutes les étapes de la mise en œuvre de l'IDNC depuis l'échantillonnage des diatomées jusqu'au calcul de la note indicielle, sans omettre le traitement des échantillons, la confection des lames permanentes, la réalisation des inventaires diatomiques et la bancarisation des données. Il comprend également un chapitre qui reprend les différentes phases de la conception de l'indice afin de permettre aux opérateurs et maîtres d'ouvrage d'en comprendre les grands principes.

Ces connaissances, bien que plus théoriques, sont indispensables à la prescription de l'IDNC autant qu'à l'interprétation des résultats.

Ce document est donc **complémentaire du rapport final IDNC** (Marquié *et al.* 2018 a) et du **guide d'identification des diatomées indicielles de Nouvelle-Calédonie** (Marquié *et al.* 2018 b; Marquié *et al.* 2018 c). Il aborde les éléments clés de la mise en œuvre de l'IDNC de manière pratique et didactique.

Une première version du présent guide méthodologique, accompagnant la mise en œuvre de l'IDNC, a été produite en juin 2018. Depuis l'IDNC a été mis en œuvre par plusieurs opérateurs et la taxonomie des diatomées a naturellement évolué au gré des inventaires et des recherches. De plus, l'OEIL a créé le module Diatomées dans l'application HYDROBIO (<https://www.oeil.nc/fr/hydrobio>) permettant de saisir les données d'inventaires et de calculer l'IDNC en ligne.

Ces évolutions et premiers retours d'expérience ont été pris en compte dans la présente version 2 du guide méthodologique. Les principales modifications apportées au document concernent :

- La suppression du code DEFO (valve déformée - forme tétartologique) de la liste des taxons indiciels considérant le manque de connaissances sur la signification écologique de cette caractéristique et les éventuels biais opérateurs dans sa prise en considération ;
- La formulation de nouvelles recommandations sur les modalités d'identification des taxons, de prise en compte de leur déformation et du choix des codes taxons associés ;
- La prise en considération de la mise en place du module Diatomées dans la base de données Hydrobio.

Chapitre I - Contexte de la conception et de la mise en œuvre de l'IDNC

I.1. Le contexte réglementaire

Le statut de la Nouvelle-Calédonie est régi par la loi organique n°99-209 du 19 mars 1999. En tant que « collectivité d'outre-mer à statut particulier », la Nouvelle-Calédonie bénéficie de spécificités juridiques, d'une autonomie politique et d'un transfert de compétences de la France métropolitaine.

Du fait de ce statut juridique bien particulier, la Nouvelle-Calédonie ne fait pas partie de la Communauté Européenne et de ce fait, la DCE (Directive Communautaire sur l'Eau) ne s'y applique pas. En revanche, le patrimoine naturel est concerné par la Délibération n° 2008-306/APN du 24 octobre 2008, relative au code de l'environnement de la Province Nord (JONC 29 décembre 2008, p. 8578) et par la Délibération n° 25-2009/APS du 20 mars 2009 relative au code de l'environnement de la Province Sud (JONC 9 avril 2009, p. 2590).

En ce qui concerne le suivi des milieux aquatiques, la Direction des Affaires Vétérinaires, Alimentaires et Rurales (DAVAR) a mis en place un plan et un réseau de surveillance qui prévoit des analyses physico-chimiques, bactériologiques, ainsi que des résidus de produits phytopharmaceutiques, sur 10 bassins versants de la Grande-Terre et de ses dépendances.

Des analyses physico-chimiques et hydrobiologiques sont également mises en œuvre par les industriels et exploitants miniers dans le cadre de la surveillance environnementale des installations classées pour la protection de l'environnement (ICPE).

A défaut d'obligations liées à la DCE, la mise en œuvre des outils de bioindication (IBNC, IBS pour les macro-invertébrés benthiques et plus récemment IDNC) est à l'initiative des gestionnaires qui peuvent imposer réglementairement leur usage et des industriels soucieux d'évaluer les impacts des pressions anthropiques sur les biocénoses des milieux aquatiques.

I.2. Le contexte hydroclimatique et géochimique de la Nouvelle-Calédonie

I.2.1. Le climat

L'archipel calédonien possède un climat subtropical (*i.e.* avec des influences à la fois tropicales et tempérées), caractérisé par des étés chauds et humides et des hivers doux et plus secs. Malgré l'environnement maritime et la permanence des alizés soufflant du Sud-Est, qui atténuent le contraste saisonnier et les températures extrêmes, le climat calédonien se caractérise par une variabilité géographique, journalière, saisonnière et interannuelle (influence du phénomène El Niño) importante et donc difficile à généraliser.

Néanmoins, on distingue habituellement 2 saisons principales : une saison chaude plus arrosée de novembre à avril avec des températures autour de 26°C, sujette parfois à des dépressions tropicales, et une saison fraîche de mai à septembre associée à des précipitations faibles, surtout d'août à novembre, avec des températures autour de 19°C (pouvant descendre en dessous de 10°C en altitude et dans les vallées). Les moyennes de précipitations sont inégalement réparties entre la côte Est, au vent, (entre 1 750 mm et 4 000 mm) et la côte Ouest, sous le vent, (entre 800 mm et 1 200 mm), les maximales étant enregistrées sur les sommets. La région Sud se caractérise par un régime saisonnier de précipitations soutenues et moins contrasté.

1.2.2. L'hydrographie

L'hétérogénéité géographique du climat calédonien s'explique par la présence de la Chaîne Centrale, barrière montagneuse traversant la Grande Terre dans sa longueur le long de la côte Est, qui retient les nuages poussés par les vents dominants, les alizés de l'Est. Cela conditionne l'hydrographie du territoire puisque les cours d'eau calédoniens sont exclusivement alimentés par les pluies. On distingue la côte au vent sur la façade Est, soumise à des précipitations fréquentes avec des bassins versants très courts, à fortes pentes et à régime hydrique torrentiel, et la côte sous le vent sur la façade Ouest, plus sèche et avec des cours d'eau serpentant plus longuement vers la mer.

La pluviométrie moyenne relativement élevée, 1 850 mm par an, assure une ressource abondante, mais ne reflète pas les contrastes importants dans la répartition spatio-temporelle de cette ressource. L'orographie impose un régime de pluies plus soutenu à l'Est qu'à l'Ouest, et la petite taille des bassins versants impose des temps de résidence courts, de 1 à 3 mois (Bonvallet *et al.* 2012). Ainsi, les débits d'étiage¹ en saison sèche sont surtout conditionnés par les pluies de la période de mai à août, alors que les plus fortes précipitations ont lieu de janvier à mars. Le régime hydrologique en Nouvelle-Calédonie est donc étroitement lié au régime des pluies dans le temps et l'espace. Associé à des terrains généralement peu perméables (Bonvallet *et al.* 2012; Sevin 2014), il se caractérise par des crues soudaines (ou crues-éclair) et des étiages sévères, avec une grande variabilité interannuelle, et est donc très variable et peu prévisible. Ainsi, les débits moyens sont peu représentatifs car trop influencés par les régimes de crues durant les fortes pluies.

1.2.3. La géochimie des cours d'eau

En l'absence de perturbation, la chimie des eaux continentales est déterminée par l'interaction des agents météoriques (eau, gaz, particules en suspension et éléments dissous) avec la lithosphère via des processus biogéochimiques et le lessivage du sol par les pluies. Le relief géologique sur lequel s'écoulent les masses d'eau conditionne donc leurs concentrations en éléments chimiques. Or, comme ces phénomènes sont liés à l'intensité des pluies, ils sont saisonniers et les caractéristiques physico-chimiques des eaux continentales sont susceptibles d'évoluer au cours de l'année.

En Nouvelle-Calédonie, les cours d'eau ont des concentrations relativement faibles en minéraux. Cela peut être dû au faible temps de résidence de l'eau en raison de la faible taille des rivières qui n'ont alors pas le temps de se charger en minéraux, ainsi qu'à la nature des roches traversées, elles-mêmes pauvres en éléments minéraux et/ou réfractaires à la solubilisation de leurs ions. Or, environ un tiers du territoire calédonien est recouvert par une nappe de péridotite, roche ultramafique caractérisée par sa richesse en fer et magnésium et pauvre en silice. Le drainage de ce substrat est responsable des caractéristiques ferromagnésiennes et très faiblement minéralisées (ultraoligotrophes) des eaux de ruissellement. On peut noter que les caractéristiques physiques des terrains ultramafiques, tels une éponge, en font des aquifères importants jouant un rôle régulateur des débits des cours d'eau (Maurizot *et al.* 2011). Les cours d'eau hors de l'influence des terrains ultramafiques ont des propriétés similaires mais avec un ratio calcium/magnésium plus élevé. De manière générale, les eaux calédoniennes sont relativement chaudes, de 13°C à 33°C, bien oxygénées, avec des valeurs de pH circumneutres à légèrement basiques et des conductivités contrastées, de 28 µS à 300 µS (hors stations sous influence haline ou anthropique forte). Les teneurs en chlorures, sodium et sulfates sont faibles et leur augmentation permet de suspecter une influence haline ou anthropique dans certains cas. De même,

¹ Ce sont les périodes de basses eaux.

hors contexte local sous influence anthropique, les concentrations en potassium, phosphore et nitrates sont faibles.

1.3. Les pressions anthropiques majeures en NC

Les ressources en eau se définissent autant par la quantité d'eau disponible que par sa qualité. Ces deux aspects sont, de plus, interdépendants puisque d'une part, la diminution du volume d'eau concentre les polluants, les MES et la matière organique, et d'autre part, la baisse du débit diminue les remous et augmente le réchauffement, facteurs limitant alors la dissolution des gaz tels que l'oxygène.

L'origine des perturbations liées aux activités humaines en Nouvelle-Calédonie est liée à l'occupation du sol, très contrastée en termes d'activité et de démographie. Les principaux types de pollution affectant les milieux aquatiques peuvent être regroupés en 3 grandes catégories : la pollution domestique, la pollution agricole (utilisation d'engrais et de pesticides, pratique de l'écobuage) et la pollution industrielle (notamment liée à l'activité minière).

Les effluents domestiques apportent essentiellement une pollution organique : on peut distinguer les eaux ménagères, ou eaux grises (détergents, graisses, solvants etc...) et les eaux « vannes » ou eaux noires (matières organiques azotées, bactéries fécales). Cette incidence est d'autant plus intense que la densité d'habitants est élevée. Les deux sources principales de pollution domestique se retrouvent donc au niveau du Grand Nouméa et de la zone VKP (Voh-Koné-Pouembout) en pleine expansion. L'évaluation de ces pollutions à l'aval des cours d'eau peut être compromise lorsqu'une influence haline trop conséquente à l'approche du littoral rend la mise en œuvre de l'IDNC impossible. Malgré la faible densité d'habitants hors de ces agglomérations (villages, tribus, bases vie), il existe un impact non négligeable des pratiques domestiques car les biocénoses adaptées aux milieux oligotrophes sont d'autant plus sensibles aux apports de matières organiques (Beauvais *et al.*, 2006).

L'activité agricole occupe une surface relativement faible (13% de la superficie du pays, Bonvallet *et al.* 2012) et se divise entre deux grands types d'agriculture : vivrière et marchande extensive (cette dernière presque absente de la côte d'Est en raison du relief). Les intrants liés aux activités agricoles sont associés à de fortes concentrations d'éléments nutritifs (nitrates, phosphates, potassium) provenant des engrais, des rejets animaux, ainsi qu'à des contaminations potentielles par les produits phytosanitaires. Les intrants dépendent alors de facteurs saisonniers et du type de culture ou d'élevage qui peuvent être pris en compte lors des campagnes de surveillance des cours d'eau.

1.4. Les diatomées benthiques

Les diatomées (Bacillariophycées) sont des algues microscopiques, unicellulaires, appartenant au règne des Chromistes (algues brunes). Ce sont des organismes autotrophes renfermant des pigments chlorophylliens *a* et *c* ainsi que d'autres pigments caroténoïdes responsables de leur couleur. Elles sont très largement distribuées à l'échelle de la planète dans tous les milieux éclairés et humides : océans, masses d'eau continentales, végétaux, sols...

1.4.1. La biologie des diatomées

1.4.1.a. Morphologie

Une des principales caractéristiques de ces organismes unicellulaires est leur squelette siliceux, appelé frustule. Le frustule se compose de 2 valves emboîtées l'une dans l'autre et liées par des bandes de

silice. Son ultrastructure est complexe et constituée de nombreux détails (perforations, renforcements, élévations, gorges,...) exploités pour l'identification des espèces en microscopie optique ou électronique (Figure 1).

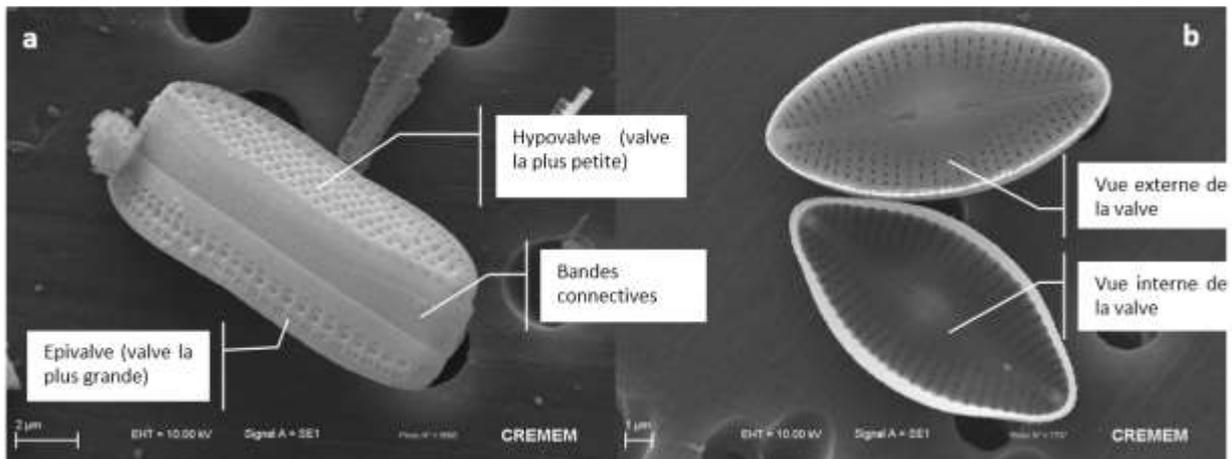


Figure 1 : Frustule de *Nitzschia amphibia* (a) ; Frustule ouvert de *Diadesmis confervacea* (b) (microscopie électronique à balayage).

1.4.1.b. Mode de vie

On distingue les diatomées benthiques, qui vivent fixées sur tous types de substrats :

- sur d'autres végétaux : diatomées épiphytiques,
- sur les pierres, roches : diatomées épilithiques,
- sur les grains de sable : diatomées (attachées) épipsamniques,
- sur les sédiments fins : diatomées (libres) épipéliques,
- sur les animaux : diatomées épizoïques,

des diatomées planctoniques qui, solitaires ou associées sous forme de colonies, vivent libres dans la colonne d'eau.

Seules les diatomées épilithiques sont mobilisées pour la mise en œuvre de l'IDNC. Elles vivent au sein du biofilm, constitué d'une matrice exopolysaccharidique qu'elles contribuent à sécréter et qui intervient dans la cohésion et la protection des colonies, la locomotion, la flottaison et la reproduction. Ce biofilm héberge aussi d'autres organismes uni- ou pluricellulaires comme des bactéries, des champignons, des protozoaires...

1.4.1.c. Reproduction

Les diatomées se reproduisent le plus souvent par multiplication végétative mais la reproduction sexuée intervient régulièrement (Figure 2).

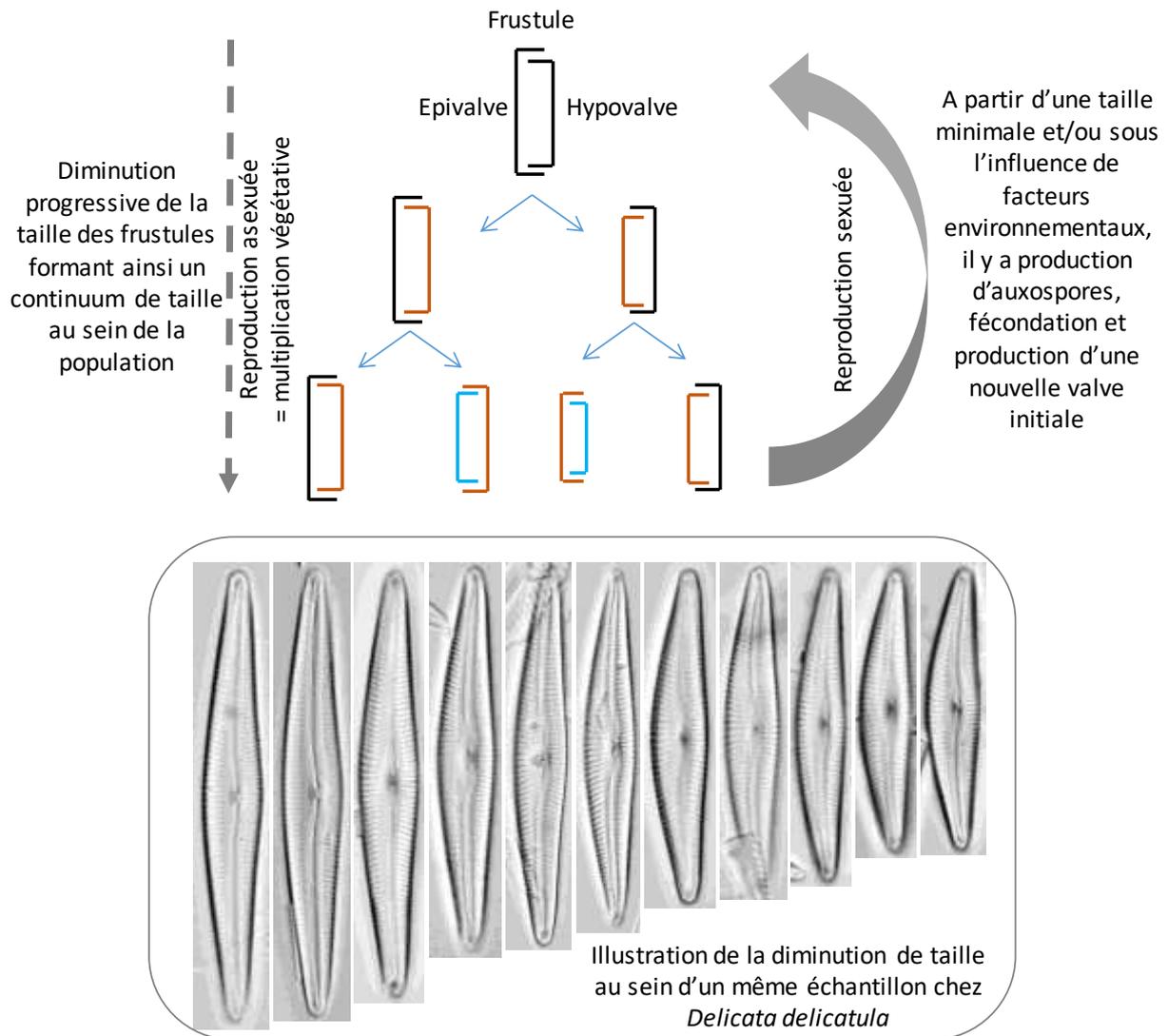


Figure 2 : Différents modes de reproduction des diatomées.

1.4.1.d. Écologie

Le biofilm est un véritable écosystème au sein duquel la multiplication et donc le maintien des différentes espèces de diatomées est soumis à de nombreux facteurs environnementaux.

Les diatomées étant des organismes autotrophes photosynthétiques, la lumière conditionne évidemment la croissance et la structure des communautés. En effet, il est probable que les conditions lumineuses optimales varient d'une espèce à l'autre en fonction des pigments qu'elles hébergent et de leur port au sein du biofilm. Certaines espèces sont aussi hétérotrophes possibles ou obligatoires vis-à-vis de l'azote et du carbone organique. Ces capacités d'hétérotrophie permettent une plus grande tolérance au manque de lumière (Figure 3).

Le pH est aussi un des paramètres les plus structurants des communautés de diatomées. Il intervient à travers les processus biochimiques des cellules (Taraldsvik et Myklestad 2000).

Les diatomées répondent fortement et rapidement aux concentrations en nitrates et phosphates, c'est ce qui leur confère leur capacité bioindicateur de l'enrichissement du milieu par ces nutriments. Selon

les espèces, elles sont plus ou moins saprobes, c'est-à-dire capables de se développer dans un système pollué par la matière organique.

Il a été montré que la composition spécifique des communautés de diatomées périphtiques (vivant fixées) varie le long de gradients de pollutions métalliques (e.g., Lavoie *et al.* 2012; Ghassemi 2015; Miazek *et al.* 2015; Pandey et Bergey 2016), ce qui fait des diatomées de bonnes candidates à la bioindication de telles pollutions.

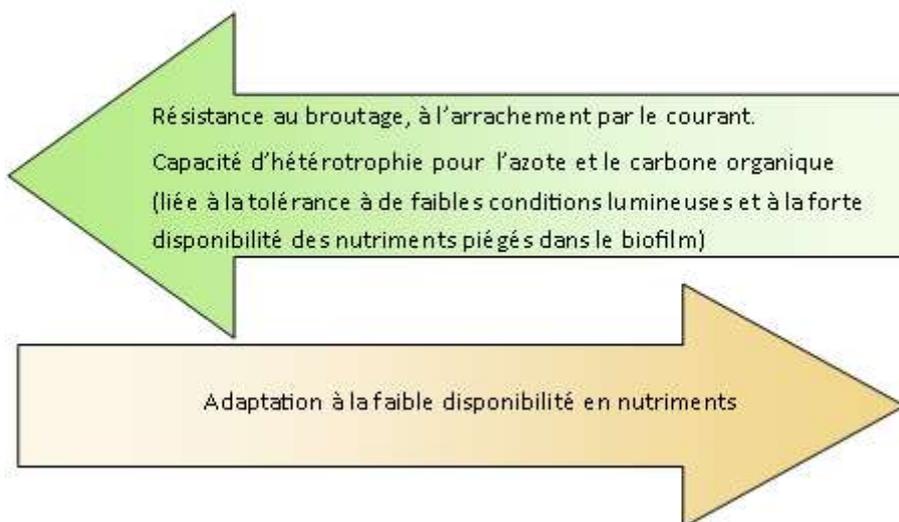
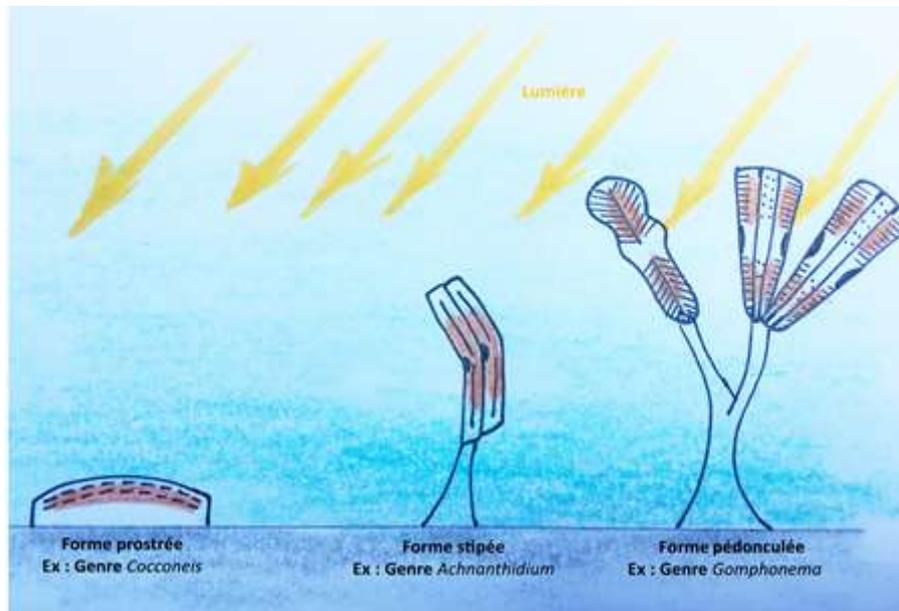


Figure 3 : Facteurs environnementaux structurant les communautés de diatomées.

1.4.2. Des capacités bioindicatrices avérées

Les diatomées benthiques présentent plusieurs caractéristiques leur permettant d'être un bon bioindicateur de la qualité du milieu :

- Un très grand nombre de taxons : entre 30 000 et 100 000 à l'échelle de la planète, selon les auteurs et le niveau de définition taxonomique considéré (Mann et Vanormelingen 2013).

- Une grande sensibilité aux conditions de milieu, notamment la température, la lumière, le pH, la minéralisation de l'eau, le courant, le substrat, le broutage par les herbivores, les matières organiques oxydables, l'azote et le phosphore, les sels dissous, la teneur en silice.
- Leur mode de vie benthique fixé sur un substrat, fait qu'elles sont intégratrices des conditions du milieu du site où elles sont prélevées.
- Leur mode de reproduction essentiellement végétatif et rapide fait que la communauté échantillonnée reflète les conditions du milieu du mois ou des 2 mois précédents.
- Leur très petite taille les rend faciles à échantillonner.
- Bien que la détermination des diatomées nécessite une expertise taxonomique, la technique reste accessible et ne nécessite pas de matériel trop sophistiqué (microscope optique à contraste de phase ou à contraste interférentiel, avec un simple objectif x100 à immersion).

Pour toutes ces raisons, les diatomées sont utilisées en routine comme indicateur de la qualité des cours d'eau dans le cadre des réseaux de mesure nationaux depuis les années 1970. Les communautés de diatomées benthiques permettent l'évaluation de la pollution en fonction de leur sensibilité ou leur tolérance aux gradients, notamment organiques, azotés et phosphorés. Elles sont connues pour réagir aux altérations de la qualité des eaux par des modifications qualitatives et quantitatives des peuplements, telles que : la régression du nombre de taxons et la baisse de la diversité spécifique (pollutions toxiques), le remplacement des formes les plus sensibles par des espèces plus résistantes ou indifférentes, la prolifération d'espèces présentant des affinités pour un type d'altération (formes saprophytes ou hétérotrophes pour les pollutions organiques, halophiles pour les contaminations salines), la diminution de la taille des espèces et la présence de formes anormales (formes téatogènes).

Les diatomées benthiques, sensibles à la physicochimie générale du milieu, sont essentiellement des bioindicateurs de l'enrichissement du milieu par les nutriments (Soininen et Könönen 2004) alors que les macroinvertébrés sont plus directement influencés par l'hydromorphologie du cours d'eau qui façonne les habitats disponibles pour la faune aquatique (profondeur, granulométrie, courant...), les apports organiques et l'oxygénation du milieu. De par leur cycle de vie, les macroinvertébrés (comme les poissons et les macrophytes) répondent aux perturbations du milieu à des échelles temporelles plus longues que les diatomées. Tous ces compartiments biologiques constituent donc des bioindicateurs complémentaires qu'il est conseillé d'associer pour obtenir un diagnostic robuste de la qualité écologique d'un cours d'eau.

Récemment, des techniques moléculaires, notamment des techniques de séquençage haut débit, ont été développées dans le but d'améliorer la qualité et la reproductibilité de la bioindication par les diatomées ainsi que d'en diminuer le coût. A l'horizon 2020, ces techniques vont modifier les moyens d'inventorier les diatomées mais elles reposent toujours sur les qualités fondamentales des diatomées en tant que bioindicateur (Lefrançois *et al.* 2018; Vasselon 2017; Vasselon *et al.* 2017).

I.5. Conception de l'IDNC

I.5.1. Objectifs de l'IDNC

L'objectif de l'IDNC est de contribuer à la caractérisation et au suivi de l'état écologique des cours d'eau de la Grande Terre en Nouvelle-Calédonie. Il s'agit d'un outil complémentaire de l'Indice Biotique de la Nouvelle-Calédonie (IBNC) et de l'Indice Biosédimentaire (IBS), qui exploitent les capacités bioindicatrices d'un compartiment biologique hétérotrophe, les macroinvertébrés benthiques. Il a été

conçu d'emblée pour répondre aux attentes des gestionnaires et des industriels en matière d'impacts des pressions anthropiques domestiques et minières.

1.5.2. Les grands choix réalisés pour s'adapter au contexte calédonien

La Nouvelle-Calédonie présente deux grands types de pollutions à évaluer, qui ne s'expriment pas de la même manière et rarement sur les mêmes sites :

- des activités et pressions anthropiques génératrices d'un enrichissement des milieux aquatiques en nutriments, qui s'exerce plutôt sur un mode chronique ;
- des altérations liées aux activités minières génératrices de stress physiques et/ou toxiques, qui peuvent s'exercer selon un mode chronique et/ou aigu.

C'est pourquoi il a été décidé d'élaborer un **indice diatomique multimétrique**, capable de fournir une évaluation écologique intégrée au site mais aussi de préciser la nature de l'altération la plus fortement en cause au site considéré. Ce choix méthodologique, raisonné en fonction de la réalité du territoire calédonien, est en outre cohérent avec la tendance actuelle en matière d'évolution des techniques de bioindication, c'est-à-dire basé sur plusieurs caractéristiques taxonomiques ou fonctionnelles d'un compartiment biologique considérées simultanément (Reyjol *et al.*, 2013).

1.5.3. Le périmètre et les restrictions de mise en œuvre de l'IDNC

La méthode de l'IDNC vise à évaluer la qualité des cours d'eau douce sur la base des taxons benthiques de diatomées sur l'ensemble du territoire de la Grande Terre, sans restriction vis-à-vis de la géologie ni de l'HER.

En zone littorale, l'influence marine peut entraîner le développement de taxons halins au sein du biofilm. Ces taxons n'ayant pas fait l'objet d'une expertise approfondie lors de la création de l'IDNC, celui-ci ne peut pas être mis en œuvre de manière optimale et les résultats obtenus dans de telles conditions ne seraient pas pertinents.

De même, toute influence thermale est susceptible d'engendrer le développement de taxons spécifiques, qui se développent sous l'influence locale de conditions thermiques ou chimiques particulières et qui, le plus souvent, ne constituent pas des taxons indiciaires. La mise en œuvre de l'IDNC dans de telles conditions est aussi peu pertinente.

Les canaux et fossés artificiels ainsi que les milieux lenticulaires (lacs, marais, étangs, plans d'eau, dolines,...) ne font pas partie du domaine d'application valide de l'IDNC.

L'analyse des données acquises au cours du programme de conception de l'indice, qui couvraient les 2 saisons hydroclimatiques de la Nouvelle-Calédonie a permis de s'assurer que les prélèvements doivent être réalisés en conditions hydrologiques stables, à distance d'au moins 4 semaines de tout événement hydrologique majeur ayant pu entraîner le mouvement et la dérive des substrats et l'arrachement du biofilm.

En l'absence de toute étude sur des rivières non pérennes, l'IDNC ne doit être mis en œuvre que sur des cours d'eau permanents ou revenus en phase d'écoulement depuis au moins 4 à 6 semaines, afin que les communautés puissent atteindre une diversité interspécifique suffisamment équilibrée.

1.5.4. Les points de vigilance/difficultés rencontrées

1.5.4.a. La représentativité des inventaires

La Nouvelle-Calédonie est caractérisée par un fort taux d'endémisme qui concerne aussi la communauté diatomique (Moser 1999). De plus l'IDNC est un outil jeune, basé sur un jeu de données relativement restreint. Il est probable que certaines espèces n'aient pas encore été inventoriées, ou pas suffisamment souvent pour faire partie des 217 taxons indiciels actuels. Il est donc envisageable que, lors de la mise en œuvre de l'indice en routine, certains inventaires comportent des espèces non indicielles en quantité non négligeable. Ceci peut également se produire en cas d'influence haline ou thermale sur site échantillonné.

Aussi, afin de garantir et de spécifier le niveau de confiance qui peut être assorti à chaque résultat de calcul indiciel, il est effectué un contrôle automatique portant à la fois sur l'effectif total compté et sur le pourcentage de valves de taxons contributifs par rapport au nombre total de valves du relevé.

En fonction de l'assise ayant réellement servi de base au calcul de l'IDNC, le résultat indiciel pourra être assorti d'une phrase d'alerte et de l'affectation d'un niveau de confiance décroissant destiné à attirer l'attention de l'utilisateur ou du gestionnaire sur les situations particulières et sur la fiabilité du résultat indiciel qui en résulte.

Le jeu de règles qui s'applique est le suivant :

- **Dénombrement de taxons indiciels \geq à 90% de l'objectif de comptage (soit \geq 450 formes identifiées / 500) :** pas de message particulier d'alerte.
- **Dénombrement de taxons indiciels \geq à 75 % de l'objectif de comptage (soit \geq 375 formes identifiées / 500) :** assise du relevé en taxons indiciels un peu faible, fiabilité réduite du calcul indiciel.
- **Dénombrement de taxons indiciels $<$ à 75 % de l'objectif de comptage (soit $<$ 375 formes identifiées / 500) :** assise du relevé en taxons indiciels insuffisante, calcul d'IDNC non valide.

Dans les cas où les réserves sur résultats sont occasionnées par un dénombrement important de taxons actuellement non-contributifs à l'IDNC, ces alertes permettront de signaler et de banqueriser les nouvelles espèces inventoriées afin qu'à l'avenir, elles puissent être intégrées dans une future version améliorée de l'outil.

Comme pour tous les indices diatomiques, le défaut de représentativité d'un inventaire peut également être dû à l'inexpérience de l'opérateur ou à la mauvaise qualité des lames ou du matériel utilisé.

1.5.4.b. Les difficultés de l'échantillonnage

Plusieurs difficultés peuvent être rencontrées lors de l'échantillonnage et entraîner des répercussions sur la fiabilité du résultat. Le biofilm est parfois peu abondant et nécessite alors d'intensifier l'effort d'échantillonnage pour garantir la quantité finale de matériel et la qualité des lames. Enfin la latérite, lorsqu'elle est abondante, gêne l'appréciation de la quantité du matériel prélevé sur le terrain. Elle peut également diminuer la quantité finale du matériel biologique observable et altérer la qualité globale des lames et des observations.

Pour toutes ces raisons, il est important de respecter le protocole d'échantillonnage décrit dans le présent document et de procéder au besoin à la préparation et à l'analyse de 2 lames, afin d'atteindre l'effectif-cible de 500 valves. Si l'effectif compté reste insuffisant, une alerte telle qu'indiqué au paragraphe précédent sera déclenchée, assortie de la phrase de réserve correspondante sur la fiabilité du résultat.

Le défaut de représentativité d'un inventaire et/ou un effectif compté trop faible sont des motifs d'alerte quant à la fiabilité du résultat, quelle qu'en soit la raison : abondance d'un taxon non indiciel ou d'un nouveau taxon, matériel insuffisant, incapacité de l'opérateur à identifier les taxons à l'espèce.

Chapitre II - Les caractéristiques essentielles de l'IDNC et modalités de calcul

L'ensemble de la méthodologie de conception de l'indice est détaillée dans le rapport final d'élaboration de l'IDNC - V2-2 du 16/10/2018 (Marquié *et al.* 2018). Seuls les grands principes de la méthode nécessaires à la mise en œuvre éclairée de l'indice sont présentés ici.

II.1. Intégration des conditions abiotiques

- Les principales conditions de forçage de la flore diatomique de Nouvelle-Calédonie sont naturelles. Il existe en effet un gradient de minéralisation naturel opposant les sites sous influence ultramafique (HER D « Plaine du Grand Sud » et HER E « Massif Ultramafique ») aux sites plus minéralisés du fait de leur substrat volcano-sédimentaire (HER B « Plaine Littorale Ouest » et HER G « Cœur de la Chaîne Centrale ») (Annexe 1). Les conditions de référence pour l'évaluation écologique seront donc choisies au sein de chaque HER (Figure 4).

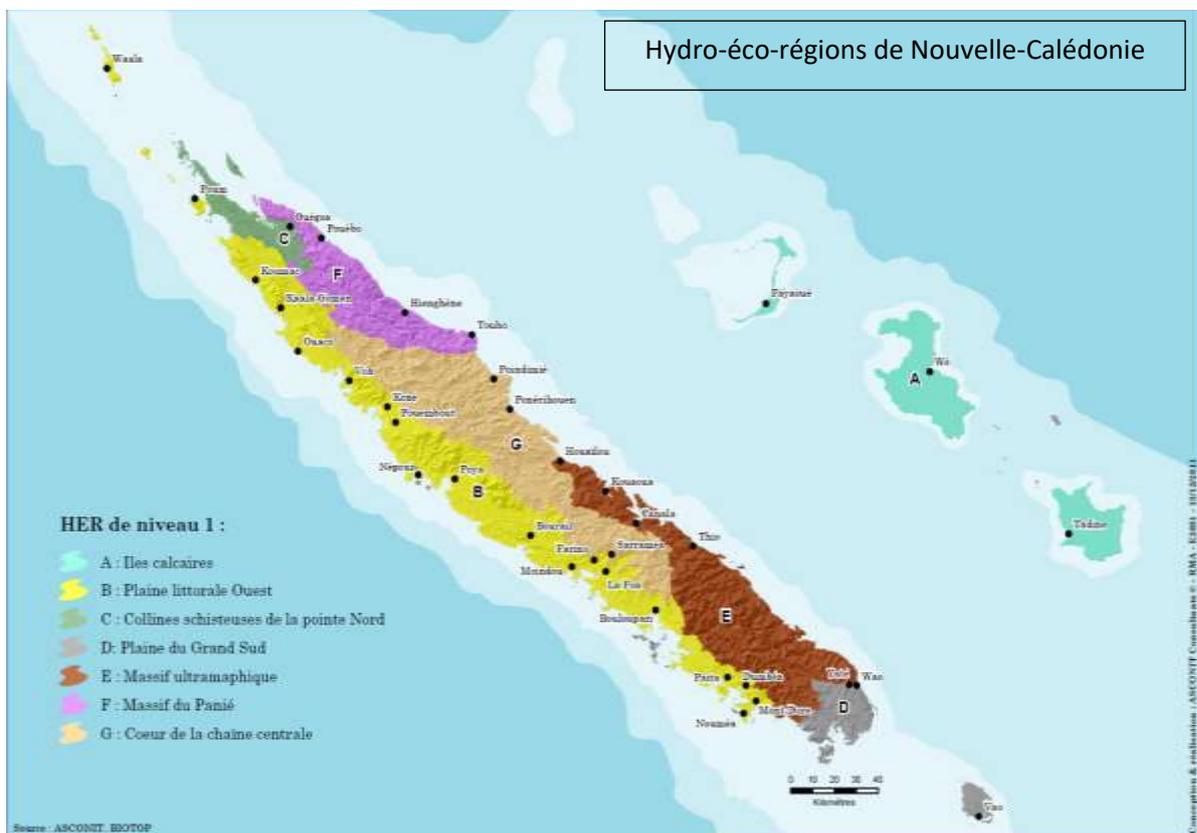


Figure 4 : Représentation cartographique des hydro-éco-régions de Nouvelle-Calédonie

- L'HER B ne constitue cependant pas un ensemble naturel homogène. Certains cours d'eau sont bien sous l'influence marquante de substrats volcano-sédimentaires typiques de cette zone mais d'autres, dont l'amont du bassin versant est issu de substrats ultramafiques, restent fortement marqués par cette influence, parfois jusqu'à leur embouchure (hydrochimie, composition de leurs flores). En l'occurrence, les 11 cours d'eau de l'HER B échantillonnés lors de la création de l'indice, listés dans le Tableau 1 ci-dessous, sont sous influence ultramafique sur tout leur cours ou au moins jusqu'au site indiqué.

Tableau 1 : Liste des 11 cours d'eau de l'HER B « Plaine Littorale de l'Ouest » étudiés au cours de la conception de l'indice sous influence ultramafique.

Cours d'eau
Dumbea
Affluent Wano à Boulouparis
Karikouïe à Païta
Rivière Coco à Voh
Talea à Voh
Affluent Papainda
Affluent Peoue de la Pouembout
Mwo Kara Awi à Poya
Fridoline à Koumac
Ouambaye à Koumac
Téné à Bourail

- Comme dans le cas des territoires îliens tropicaux adossés à des reliefs assez importants, notamment à la Réunion et aux Antilles, la dérive importante de taxons naturels venant de l'amont (ou drift) procure un effet tampon conduisant à une résilience accrue des assemblages naturels par rapport à l'effet des altérations anthropiques.
C'est la raison pour laquelle l'IDNC a été conçu sur la base de l'apparition de **taxons d'alerte** dont la présence à une station donnée signe sans ambiguïté la présence d'une altération anthropique exerçant un impact sur le cours d'eau.
- Deux groupes de métriques d'anthropisation spécifiques de la Nouvelle-Calédonie ont été identifiés :
 - le premier, caractéristique de l'enrichissement organique et trophique, est composé de **4 métriques (DBO5, NH₄, PO₄, NO₃)** liées aux pollutions domestiques, urbaines, de STEP, aux activités agricoles et d'élevage, ou causées par des industries agro-alimentaires.
 - le second, caractéristique de l'altération d'origine minière, est composé de **3 métriques (Ni, Cr, colmatage)**. Ce dernier paramètre rend compte de l'intensité de présence dans le cours d'eau de fines latéritiques, renseignée sur le terrain selon la grille de notation présentée ci-dessous (Tableau 2).

Tableau 2 : Grille de notation pour la métrique "colmatage"

Classes d'intensité	0	1	2	3
Description	Absence de fines latéritiques	Quelques dépôts en bordures et zones calmes	Présence générale sauf dans la veine d'eau principale	Présence générale y compris dans la veine d'eau principale
Illustration				

II.2. Intégration des données d'inventaire

- Au cours du programme de conception de l'IDNC, en tout 466 taxons ont pu être identifiés au niveau spécifique sur les 210 relevés étudiés. Une sélection a dû être réalisée selon 2 critères distincts afin de déterminer la liste **des taxons contributifs à l'IDNC** (Annexe 2).
 - Occurrence supérieure à 3.
 - Abondance relative moyenne supérieure à 5 %.
 - Les taxons halins ont été supprimés.

Au total, 217 taxons vrais participent ainsi au calcul de l'IDNC.
- Parmi ces 217 taxons vrais, on distingue :
 - des **taxons indicateurs (ou d'alerte)**, sélectionnés parce qu'ils sont porteurs d'un message d'altération anthropique (Tableau 3). Chaque taxon d'alerte intervient spécifiquement pour le calcul d'une ou plusieurs métriques d'altération élémentaire (cf. les 7 paramètres élémentaires listés à la colonne « Paramètre d'altération »).
 - des **taxons « + »**, qui ne sont porteurs d'aucun message d'altération, et dont seule l'abondance relative globale est prise en compte dans le calcul de l'indice.

Tableau 3 : Liste des taxons d'alerte sélectionnés d'emblée par TITAN et modifiée par expertise

Type de menace	Paramètre d'altération	Taxons d'alerte sélectionnés par TITAN (moins ceux éliminés après expertise)	Taxons d'alerte ajoutés après expertise	Nombre total de taxons d'alerte
Enrichissement trophique	DBO5	CMEN, CSNU, ESFO, NCRY, NDIS, NLOR, NPAL, PELO, TDEB	EOMI, FIND, NINC	12
	NH ₄	BNEO, CSNU, DOUE, EN09, ESFO, GOAH, MPMI, NAMP, NINC, PLHU, SSEM	BVIT, EOMI, FIND	14
	PO ₄	AC05, ADEG, CSNU, EOMI, GOAH, GSPP, HGHA, HSMO, MPMI, MVAR, NAMP, NINC, NPAL, PELO, PLHU, SJAP, SRUT, SSEM	FIND	19
	NO ₃	AMDI, CSNU, GNEO, NAMP, SSTM	EOMI, FIND, NINC	8
Altération minière	Cr	ADIN, BANG, CLTR, CPND, DCOS, DEL3, DGAJ, EIGU, EN02, ENDG, ETNS, FNEO, NLEH	CBYA, CPNE	15
	Ni	ABLA, ACTR, BANG, CBYA, CLTR, DLCO, EIGU, EN02, ENDG, ESFO, ESUM, FPER, GNEO, KOSA	ANCL, CPNE, DEL3, DELE, DGAJ	19
	Fines latéritiques	ABLA, ACTR, ADIN, AMDI, BANG, BBRE, CBYA, CLTR, CPND, DGAJ, DNEO, DNEP, EBLN, EIGU, EN02, ENDG, GNEO, KOSA, NLEH, SSTM	CPNE	21

! Suite aux premiers retours d'expérience de la mise en œuvre de l'IDNC sur la période 2019-2020, l'équipe conceptrice de l'indice a décidé d'écarter DEFO des taxons indiciaires considérant le manque de connaissances sur la signification écologique de cette caractéristique et pour limiter les biais d'usage de ce code entre opérateurs.

II.3. Modalités de calcul de l'indice

- En fonction de l'abondance relative de ces taxons d'alerte dans un relevé, une métrique peut être calculée pour chaque type d'altération anthropique élémentaire, ce qui fait de l'IDNC **un indice multimétrique**.
- Pour un relevé donné, il est tout d'abord calculé une valeur de **métrique brute** par **paramètre élémentaire d'altération**. Les 7 métriques brutes élémentaires utilisées pour l'évaluation d'une altération anthropique donnée sur un relevé donné utilisent chacune la formule suivante (sur l'exemple de la métrique NH₄ sur le relevé 1 du site ADO1) :

$$M - NH_{4ADO11} = \frac{\sum(\text{taxons}^+)_{ADO11}}{\sum(\text{taxons IDNC})_{ADO11}}$$

Avec :

$M - NH_{4ADO11}$: métrique NH₄ du relevé ADO11,

$\sum(\text{taxons}^+)_{ADO11}$: somme des taxons⁺ du relevé ADO11,

$\sum(\text{taxons IDNC})_{ADO11}$: somme des taxons indiciaires du relevé ADO11 (taxons « + » et taxons d'alerte).

Elle variera de 1 (aucun taxon indiciaire d'alerte, situation en très bon état) à une valeur minimale différente selon les paramètres d'altération.

- Chaque métrique brute d'altération anthropique est ensuite transformée en EQR (*Ecological Quality Ratio* ou équivalents de qualité écologique) de **métrique d'altération élémentaire**. Cette transformation consiste en une re-normalisation par rapport aux valeurs maximales rencontrées pour les relevés des sites de références de l'HER considérée (= 1) et à la plus basse valeur atteignable par cette métrique brute d'altération dans tout le jeu de donnée d'étude (= 0) (Tableau 4). Elle permet ensuite de comparer les métriques d'HER différentes, d'évaluer chaque site par une note allant de 0 (altération maximale) à 1 (qualité équivalente à la condition de référence) et de procéder aux agrégations ultérieures conduisant au résultat final donné par l'IDNC.

Tableau 4 : Limites inférieures de chaque classe de qualité pour chaque métrique et chaque HER

Catégorie d'altération	Métrique d'altération	HER	EQR-Ref	Très Bon Etat	Bon Etat	Etat Moyen	Etat Médiocre	Mauvais Etat
Altération trophique	DB05	B	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	DB05	C	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	DB05	D	0,99	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	DB05	E	0,98	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	DB05	F	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	DB05	G	0,96	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	NH4	B	0,94	0,87	0,65	0,44	0,22	0-0,22
	NH4	C	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	NH4	D	0,99	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	NH4	E	0,98	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	NH4	F	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	NH4	G	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	P04	B	0,9	0,82	0,62	0,41	0,2	0-0,2
	P04	C	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	P04	D	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	P04	E	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	P04	F	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	P04	G	0,95	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	N03	B	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	N03	C	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
N03	D	0,98	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22	
N03	E	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22	
N03	F	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22	
N03	G	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22	
Altération minière	Cr	B	0,99	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Cr	C	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Cr	D	0,74	0,61	0,46	0,3	0,15	0-0,15
	Cr	E	0,71	0,44	0,33	0,22	0,11	0-0,11
	Cr	F	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Cr	G	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Ni	B	0,99	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Ni	C	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Ni	D	0,58	0,46	0,34	0,23	0,12	0-0,12
	Ni	E	0,51	0,4	0,3	0,2	0,1	0-0,1
	Ni	F	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Ni	G	0,99	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Latérite	B	0,99	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Latérite	C	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22
	Latérite	D	0,78	0,57	0,43	0,28	0,14	0-0,14
	Latérite	E	0,54	0,48	0,36	0,24	0,12	0-0,12
Latérite	F	0,97	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22	
Latérite	G	1	0,9	0,68	0,45	0,22	0-0,22	

- Pour un relevé donné, chaque EQR est ensuite agrégé pour donner une métrique intégrative des effets de l'altération trophique d'une part, et une métrique intégrative des effets de l'altération minière d'autre part.
- Finalement la note d'IDNC est obtenue en intégrant ces 2 métriques selon le principe du « One Out-All Out » (OA-AA) qui privilégie le résultat le plus sévère parmi les 2 évaluations réalisées (Figure 5).

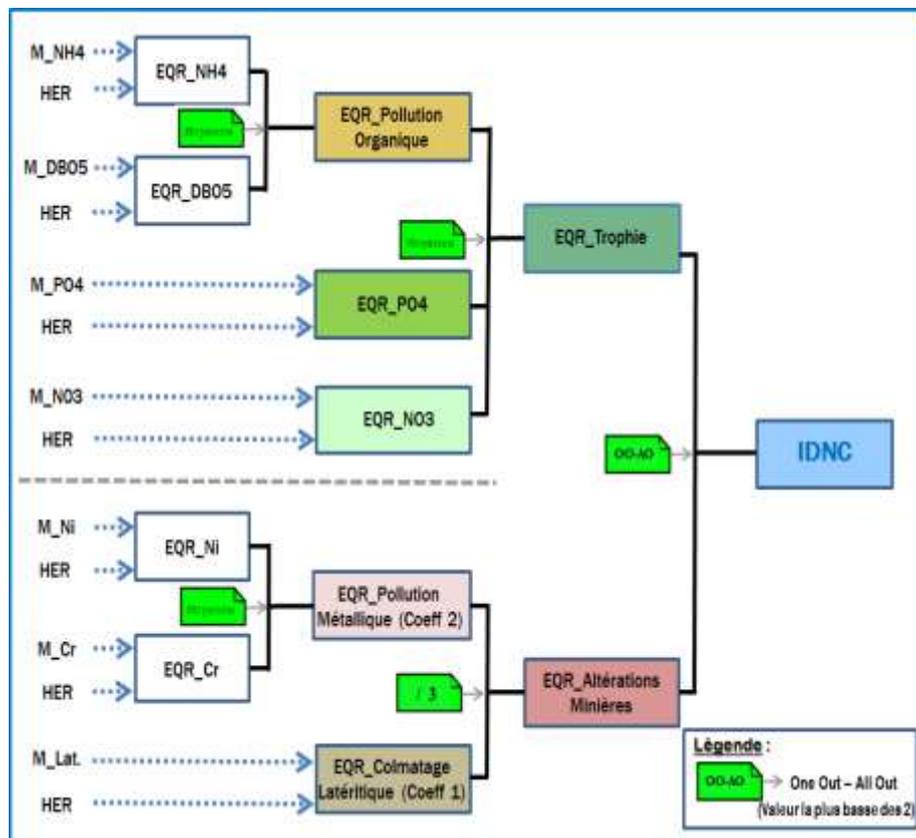


Figure 5 : Méthode d'agrégation de chaque métrique individuelle, menant au calcul de la note indicielle.

- Un script sur Hydrobio permet de calculer les EQR élémentaires, les EQR intégrés et la note indicielle finale pour chaque relevé ainsi que la couleur de la classe de qualité correspondante, tels que :

Classe de qualité écologique	Mauvais	Médiocre	Passable	Bon	Très bon	
Limite de classe de qualité	0	0,2	0,4	0,6	0,8	1
Code couleur associé	[Rouge]		[Orange]	[Jaune]	[Vert]	[Bleu]

Chapitre III - Les étapes de la mise en œuvre de l'indice

III.1. L'acquisition du matériel biologique

L'échantillonnage des diatomées s'effectue selon la norme NF T 90-354 (AFNOR 2016) dont certaines recommandations sont rappelées ici, accompagnées de remarques et d'adaptations propres au contexte tropical calédonien. La norme permet de standardiser la méthode de prélèvement entre les opérateurs, étape préliminaire à l'analyse des résultats et source possible de variation entre les résultats finaux.

III.1.1. La période d'échantillonnage

En Nouvelle-Calédonie, les mois de septembre à novembre correspondent à la période d'étiage, où il est plus aisé de réaliser les prélèvements de terrain. Cette période est donc privilégiée lors des suivis en routine.

Néanmoins, la période d'échantillonnage dépend aussi des objectifs du suivi :

- L'IDNC se base sur la composition multispécifique de communautés stabilisées pour établir son évaluation. Il traduit donc un état écologique moyen sur un épisode de croissance de l'ordre de 6 semaines à 2 ou 3 mois de durée. Par contre, son application n'est pas recommandée pour caractériser une pollution accidentelle. En effet, la méthode, basée sur l'examen du frustule, ne permet pas de distinguer les valves vivantes des valves mortes récemment et encore présentes au sein du biofilm. Dans un tel cas, il vaut mieux procéder très rapidement à des analyses d'eau ou de sédiment et/ou à des approches de type écotoxicologique sur des communautés-cibles.
- Il est malgré tout envisageable d'évaluer la résilience du cours d'eau suite à une pollution accidentelle en échantillonnant environ 4 semaines après, soit avec le même délai minimum d'intégration temporelle que suite à un événement de type exceptionnel (crue ou assec). Les tronçons de cours d'eau soumis à ces risques nécessiteraient une surveillance régulière afin d'obtenir une chronique des communautés biologiques.
- Pour l'évaluation d'une pollution chronique (*e.g.*, traitements agricoles saisonniers, engrais, pesticides...), il est préférable d'échantillonner à l'époque où les quantités d'effluents sont les plus importantes.

Dans tous les cas, il est recommandé, dans la mesure du possible, d'effectuer la campagne de prélèvement en un temps restreint pour avoir des conditions météorologiques homogènes.

Une limite au prélèvement est la survenue de crues après lesquelles il est nécessaire d'attendre au moins 4 semaines avant d'échantillonner. En effet, lors de la crue, la communauté de diatomées peut avoir été érodée ou arrachée du substrat et subir d'importants changements qualitatifs. D'autre part, les substrats eux-mêmes risquent d'avoir été roulés et remaniés.

En cas d'opérations de suivi répétées au même site, du fait de l'inertie des communautés en place, il est fortement recommandé de laisser passer au moins 4 semaines entre 2 échantillonnages successifs.

III.1.2. La méthode de prélèvement

La méthode décrite ici concerne exclusivement l'échantillonnage sur substrat dur minéral en eau douce. Toute autre méthode de prélèvement est à proscrire dans le cadre de la mise en œuvre de l'IDNC.

Comme vu précédemment, il est nécessaire de prêter une attention particulière aux conditions hydrologiques des jours précédant le prélèvement afin de cerner les épisodes de crues mais aussi d'à sec. Pour ces raisons de régime torrentiel et de brusques variations de niveau d'eau, il est important de veiller à utiliser des supports suffisamment stables et profonds pour s'assurer d'une immersion permanente au lieu du prélèvement et pour qu'ils n'aient pas fait l'objet d'un retournement récent.

La zone de prélèvement à privilégier est la zone de radier dans la veine d'eau principale, afin de minimiser l'effet de dérive-dépôt des diatomées (éventuellement mortes) sur les substrats. Les supports de prélèvement à privilégier sont les galets. La norme recommande le prélèvement sur *a minima* 5 galets soit une surface d'environ 100 cm². Néanmoins, la faible abondance des diatomées en Nouvelle-Calédonie impose au moins de doubler cette surface de prélèvement, en particulier dans les zones ultramaïques ou la région du Mont Panié, soit 10 galets pour une surface estimée à 200 cm², voire plus si la biomasse de biofilm semble très faible.

L'échantillon est récolté à l'aide d'une brosse à dents neuve² (poils souples ou medium) dans un pot à prélèvement à double fermeture (bouchon + cape) neuf de 100 ml. Afin d'éviter toute évolution hétérotrophe ultérieure de l'échantillon (attaques fermentaires bactériennes ou fongiques...) et d'assurer sa bonne conservation dans le temps, l'échantillon est ensuite fixé au choix : par une solution de formaldéhyde à 35% tamponnée à raison d'un volume de formol pour 9 volumes d'échantillon, ou à l'éthanol à une concentration finale de 70%. Cette dernière solution implique moins de toxicité, mais comporte le risque de diluer l'échantillon.

III.1.3. Les étapes du prélèvement

La marche dans la rivière est délicate, il est conseillé de limiter les déplacements. Il faut donc s'engager dans le lit de la rivière avec tout le matériel nécessaire au prélèvement sur soi (brosse à dents, bassine, pilulier, appareil photo, GPS), le port d'un gilet type pêcheur (multipoches) peut être utile. A titre indicatif, l'ensemble des étapes de prélèvement décrites ici demande environ 20 minutes :

- 1) Repérer un radier en zone non ombragée.
- 2) Rincer et frotter énergiquement à la main la bassine dans le courant de la rivière.
Remarque : ne pas transporter les pierres dans la bassine, il y a un risque de contamination par des diatomées vivant sur le dessous des pierres.
- 3) Dans le cas d'une conservation au formaldéhyde
 - a) Frotter énergiquement la face supérieure des pierres au-dessus de la bassine (Figure 6) : il est possible de secouer la brosse à dents dans le jus pour la mouiller et faire tomber les diatomées (éviter d'utiliser son pouce qui peut être contaminé).
 - b) Transvaser le « jus » dans le pilulier et fermer le pilulier.
 - c) Remettre les pierres en place.

² Idée recyclage : les brosses à dents usagées, à condition de n'avoir pas été en contact avec le formol, souvent relativement propres, peuvent être apportées aux garagistes qui les utilisent pour nettoyer certaines pièces.

- d) Compléter le pilulier avec le formol (volume d'environ 10% de celui de l'échantillon (port de gants conseillé). Le pilulier peut aussi être pré provisionné en formol, dans ce cas, identifier les piluliers au préalable comme contenant une matière toxique.
 - e) Refermer le pilulier : lors de la mise en place de la première capsule il faut le pincer un peu afin de faire un vide d'air et assurer la bonne étanchéité du matériel.
- 4) Dans le cas d'une stabilisation à l'éthanol
- a) Vider le contenu du pilulier pré-rempli au 2/3 à l'éthanol dans la bassine.
 - b) Frotter énergiquement la face supérieure des pierres au-dessus de la bassine (Figure 6) : il est possible de secouer la brosse à dents dans le jus pour la mouiller et faire tomber les diatomées (éviter d'utiliser son pouce qui peut être contaminé).
 - c) Transvaser le « jus » dans le pilulier et fermer le pilulier.
 - d) Refermer le pilulier : lors de la mise en place de la première capsule il faut le pincer un peu afin de faire un vide d'air et assurer la bonne étanchéité du matériel.
 - e) Remettre les pierres en place.
- 5) Rincer et frotter énergiquement à la main la bassine dans le courant de la rivière.
- 6) Étiqueter l'échantillon.



Figure 6 : Récupération du biofilm par brossage du substrat à la brosse à dents.

III.1.4. Les données complémentaires

Pendant la prospection sur le terrain, la station et les conditions naturelles du moment (faciès de prélèvement, vitesse du courant, caractéristiques de la colonne d'eau, degré d'ombrage, etc...) sont décrites et **la fiche station (Annexe 3) doit être renseignée**. Un fichier au format excel pour la saisie des données terrain et l'édition des fiches stations est également proposé et disponible sur demande auprès de l'OEIL.

Les coordonnées GPS sont relevées, les paramètres physico-chimiques (Température, concentration en O₂ dissous, saturation en O₂, conductivité et pH) sont mesurés, la station est prise en photo (amont, aval, zone de prélèvement) et un schéma de la station est dessiné.

Une partie « Commentaires » est disponible afin de signaler un évènement inhabituel (e.g. incendie ou érosion des berges, travaux en amont de la station...) ou une difficulté éventuelle d'accès à la station (e.g. portail fermé à clé, personne à prévenir, passages difficiles en cas de pluie...). Lors de prélèvements dans l'HER B, il est utile de relever l'éventuelle influence ultramafique subie par le cours d'eau en fonction du bassin versant situé à l'amont (dont présence et intensité éventuelle de fines latéritiques).

III.1.5. L'identification des échantillons

Une fois le prélèvement réalisé, les renseignements suivants sont portés sur le flacon :

- nom de l'étude,
- nom du cours d'eau,
- nom de la station,
- date/heure du prélèvement,
- nom du préleveur,
- type de conservateur.

Qu'il s'agisse d'une étiquette ou de données écrites directement sur le flacon, il est nécessaire d'utiliser du scotch transparent pour recouvrir et protéger les données des projections de formol ou d'éthanol.

III.1.6. La conservation des échantillons

Conserver les échantillons au formol impose de prendre quelques précautions :

- Le produit doit être formellement identifié comme dangereux par le pictogramme 
- Manipuler avec des gants à usage unique.
- Conserver les échantillons dans un endroit ventilé ou hermétique, dans ce dernier cas, ouvrir le contenant dans un endroit ventilé ou sous hotte.

La conservation des échantillons à l'éthanol n'est pas sans risque (produit inflammable) mais pose moins de problème de toxicité.

III.2. Le traitement des échantillons et la confection des préparations permanentes

Le traitement des échantillons et le montage des lames d'observation sont réalisés selon la norme d'acquisition de données et de production de listes floristiques NF T 90-354 (AFNOR 2016) à laquelle il est nécessaire de se reporter.

III.2.1. Le matériel

Le Tableau 5 ci-dessous dresse la liste du matériel nécessaire.

Tableau 5 : Matériel nécessaire au traitement des échantillons bruts, à la confection des lames permanentes et la conservation des échantillons traités

Verrerie	Matériel	Réactifs
<i>Pipettes Pasteur 150 mm pointes ouvertes à usage unique ou</i>	<i>Plaque chauffante</i>	<i>Becher 100 ml</i>
<i>Micropipette de capacité 200µl munies de cônes</i>	<i> Tubes à essai 100 ml et porte-tubes associés</i>	<i>Peroxyde d'hydrogène (30% v/v)</i>
<i>Lames/lamelles (de préférence rondes)</i>	<i>Microscope muni d'un objectif x20 ou x40</i>	<i>Eau distillée ou déminéralisée</i>
<i>Piluliers (20 ml)</i>	<i>Billes (calots)</i>	<i>Acide chlorhydrique (30% v/v)</i>
	<i>Pince porte-lamelles</i>	<i>Ethanol (70 % v/v)</i>
	<i>Pince en bois pour tubes à essais</i>	
	<i>Écouvillon</i>	<i>Résine de montage³</i>
	<i>Marqueur indélébile</i>	<i>Toluène</i>
	<i>Fiche ou cahier de laboratoire</i>	<i>Glycérine</i>
	<i>Tétine à pipette et coton (dans le cas d'utilisation de pipette Pasteur)</i>	

Remarque : l'ensemble de ce matériel n'est pas toujours accessible rapidement en Nouvelle-Calédonie (faible stock, délais de livraison...), il est important d'anticiper les besoins.

III.2.2. Les étapes du traitement d'un échantillon

L'identification des diatomées étant basée sur l'examen microscopique des valves de silice, le principe du traitement consiste à éliminer la matière organique contenue dans l'échantillon et à l'intérieur des cellules de diatomées (le protoplasme) puis à placer les valves au sein d'une résine réfringente facilitant leur observation au microscope optique.

L'utilisation d'une hotte chimique et le port de gants sont recommandés.

Afin de s'assurer qu'il n'y a pas eu de contaminations entre les échantillons, il est important de réaliser un « blanc » à chaque série de traitement. Il consiste en un échantillon d'eau déminée (ou déminéralisée) qui subira le même traitement que l'ensemble des échantillons.

Il est prudent de consigner chaque étape dans **une fiche (Annexe 4) ou un cahier de laboratoire.**

³ Le Naphrax® (*Northern Biological Supplies Ltd, Angleterre*), qui possède un indice de réfraction élevé ($n = 1,74$), est la résine privilégiée comme milieu de montage des valves siliceuses de diatomées. C'est son usage qui sera décrit dans ce protocole mais toute autre résine de montage équivalente peut être employée.

À titre indicatif, le traitement d'un lot d'échantillons (dont la taille dépend des capacités du laboratoire) se fait sur 7 jours. Ce temps long est essentiellement dû aux temps de décantation.

III.2.2.a. Traitement de l'échantillon

1. Identifier les tubes sur portoir à l'aide d'un marqueur.
2. Introduire 1 volume d'échantillon dans chaque tube (photo a, Figure 8). Ce volume dépend de la quantité de matière organique contenu dans l'échantillon, de manière générale, environ 5 ml.
3. Rincer le fixateur (formol ou éthanol) :
 - a. compléter le tube à l'eau déminéralisée ;
 - b. laisser décanter au moins 8 heures ;
 - c. ôter le surnageant.

! Cette étape peut être évitée si l'échantillon est conservé au formol et que l'opérateur travaille sous hotte. Elle est surtout nécessaire si l'échantillon est conservé à l'éthanol car l'eau oxygénée réagit avec ce dernier et devient moins efficace dans la digestion de la matière organique. De plus, le risque d'ébullition est majoré.
4. Placer les tubes dans un bac (type friteuse, casserole...) contenant du sable pour une répartition homogène de la chaleur.
5. Ajouter 6 volumes de peroxyde d'hydrogène.

! Réaction exothermique plus ou moins vive (ébullition) selon la concentration en matière organique.
6. Placer les calots sur les tubes. Ils évitent l'échappement des vapeurs et des diatomées qu'elles peuvent contenir, source potentielle de contamination entre échantillons.
7. Faire chauffer à environ 90°C pendant 8 heures (photo b, Figure 8).

! Surveiller régulièrement, les échantillons réagissent différemment selon la concentration en matière organique, leur place dans le bac chauffant... En cas de débordement, sortir le tube du feu à l'aide de la pince en bois.
8. Après refroidissement, ajouter quelques millilitres d'acide chlorhydrique (digestion des carbonates) pendant 8 heures. Cette étape est facultative, en particulier sur les échantillons provenant de terrains ultramafiques.
9. Effectuer 4 cycles de lavage/décantation à l'eau distillée ou déminéralisée afin d'éliminer toute trace de réactif et obtenir un culot blanc.
10. Remettre en suspension les valves de diatomées et en déposer quelques gouttes sur une lamelle identifiée à l'aide d'une pipette munie de sa poire ou d'une pipette automatique (photo c, Figure 8).

- ! Les lamelles doivent être dégraissées pendant quelques jours dans une eau distillée ou déminéralisée savonneuse avant leur emploi afin d'obtenir une répartition homogène des frustules sur la lamelle.
- ! La lamelle peut être portée sur une lame elle-même identifiée au préalable.
- ! Si l'échantillon est chargé en latérite se reporter au chapitre III.2.3.

11. Séchage à l'air libre (protéger les échantillons de la poussière) ou à 40°C.

- ! Le séchage conditionne la répartition des diatomées sur la lamelle, il faut éviter les amas et « l'effet de bord » qui a tendance à concentrer les valves sur les bords de la lamelle

12. Contrôle de la densité de diatomées au grossissement x200 ou x400. La densité de diatomées recherchée doit permettre un comptage rapide tout en garantissant une observation et une identification optimale (pas de chevauchement des valves) (Figure 7)

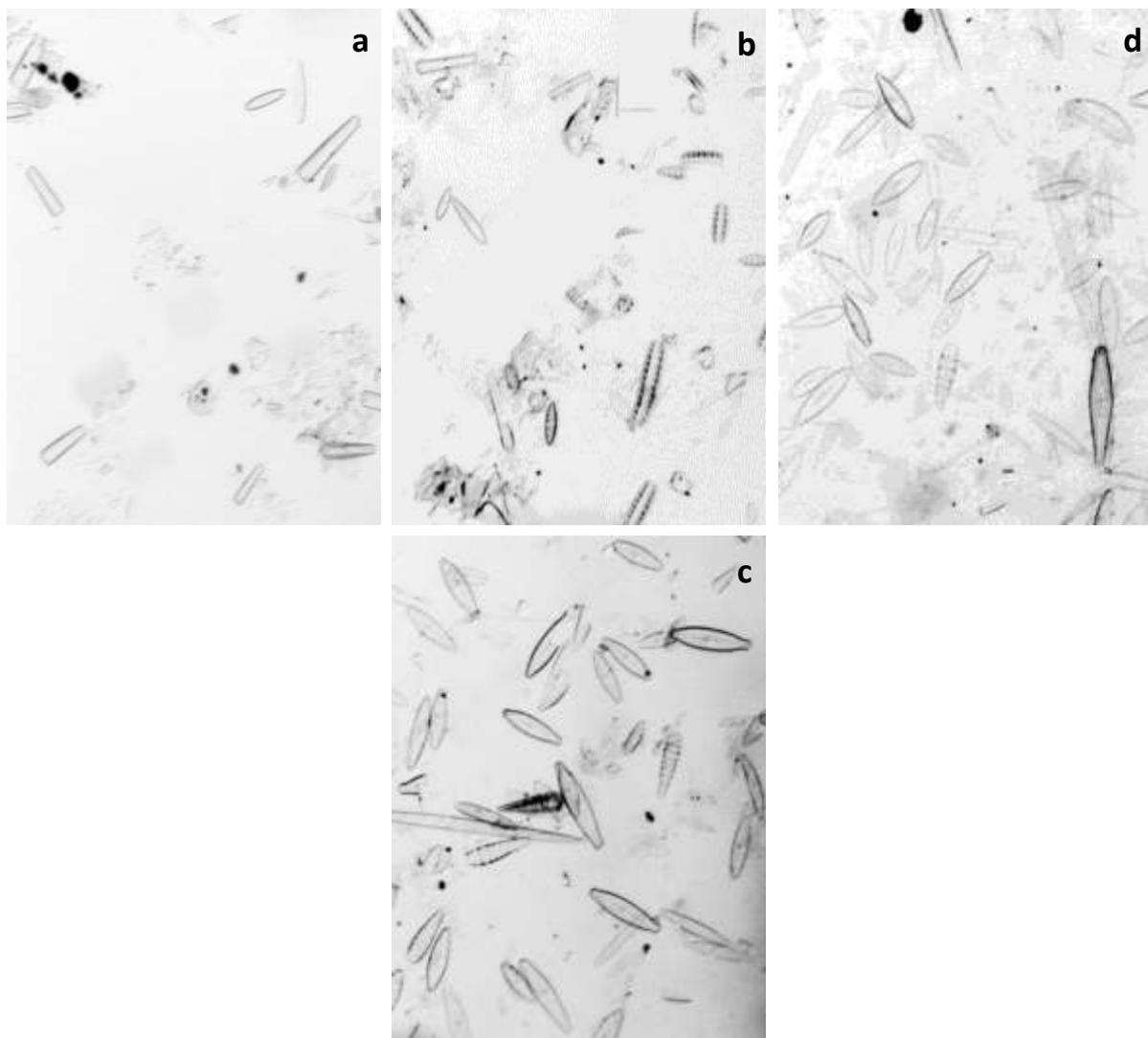
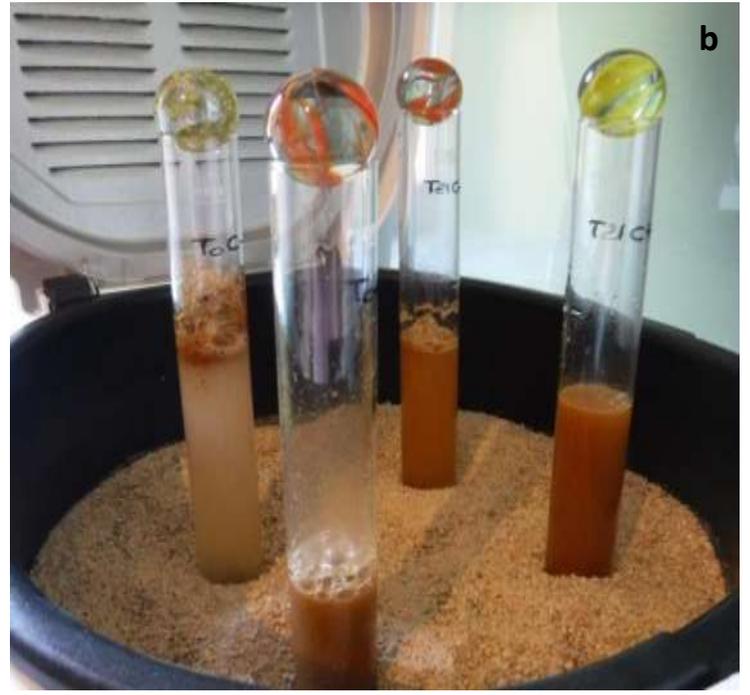


Figure 7 : Champs microscopique au grossissement x200. a : densité insuffisante; b et c : densité correcte; d: densité trop élevée nécessitant une dilution de l'échantillon.

III.2.2.b. Montage de la lame

1. Déposer une goutte de Naphrax® sur la lame (photo d, Figure 8).
2. Retourner la lamelle à l'aide de la pince porte-lamelles pour la déposer sur la résine face contenant les diatomées contre la résine (photo e, Figure 8).
3. Placer l'ensemble sur une plaque chauffante ($\approx 200^{\circ}\text{C}$) jusqu'à ébullition (photo f, Figure 8).
4. Retirer l'ensemble du feu et appuyer sur la lamelle à l'aide de la pince par exemple (photo g, Figure 8) pour coller fermement l'ensemble et chasser les bulles.
 - ! Tout en appuyant sur la lame effectuer de légères rotations de la lamelle contre la lame à l'aide de la pince afin de répartir les frustules en vue valvaire plutôt qu'en vue cingulaire (sur leur tranche).
5. La préparation peut être observée dès que la résine est solidifiée.
 - ! Parfois le Naphrax® peut former un bourrelet autour de la lamelle ce qui peut gêner la lecture au microscope (photo h, Figure 8). Une fois durci, il est possible de gratter l'excédent à l'aide d'une lame de rasoir.

	
<p>Mise en place des échantillons à traiter dans un bain de sable.</p>	<p>Chauffage à feu moyen pendant 8 heures. Une circulation douce du liquide, accompagnée de l'émission de fines bulles doit être observée. Sur la photo ci-dessus, 2 des 4 échantillons (très riches en fines latéritiques) montrent une forte réaction exothermique.</p>

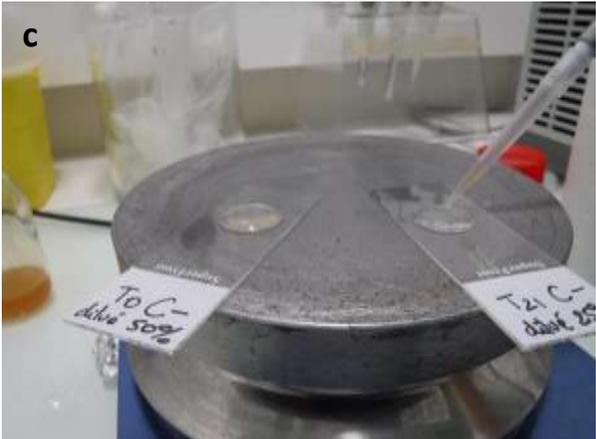
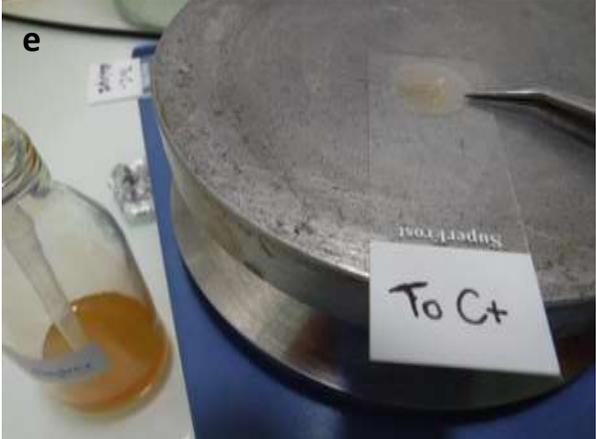
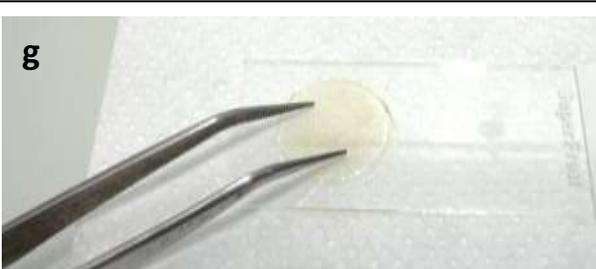
	
<p>Dépôt de l'échantillon traité sur la lamelle, elle-même posée sur la lame identifiée.</p>	<p>La lamelle contenant les diatomées est sèche. Dépôt d'une goutte de Naphrax® sur la lame.</p>
	
<p>Retournement de la lamelle sur la goutte de Naphrax®.</p>	<p>Chauffage de la lame jusqu'à évaporation complète du toluène contenu dans le Naphrax®.</p>
	
<p>Pressions et légers mouvements circulaires sur la lamelle.</p>	<p>Sur la lame de droite, présence d'un bourrelet de Naphrax® qu'il faut éliminer avec une lame de rasoir lorsque la résine est bien solidifiée.</p>

Figure 8 : Illustration des étapes du traitement des échantillons et du montage des lames permanentes

III.2.2.c. Conservation des échantillons traités (ayant subi le traitement à l'H₂O₂)

1. Identifier les piluliers qui serviront à conserver l'échantillon traité.
2. Verser une partie de l'échantillon traité dans le pilulier.
3. Ajouter environ 10 % d'éthanol et homogénéiser en secouant la solution.

Les échantillons traités pourront ainsi être conservés pendant quelques mois, au-delà desquels les frustules s'érodent et le matériel devient inexploitable en microscopie optique comme électronique. En général, le matériel est gardé sous cette forme le temps de valider et de clôturer l'étude, s'il est nécessaire de renouveler rapidement une lame.

III.2.2.d. Conservation des échantillons bruts (matériel tel qu'il a été prélevé)

1. Identifier les piluliers qui serviront à conserver l'échantillon brut.
2. Dans le cas où l'échantillon est stabilisé au formol.
 - a. Effectuer 4 cycles de lavage/décantation à l'eau déminéralisée.
 - b. A la suite du 4^{ème} rinçage, après décantation, éliminer le surnageant, vider le culot dans le pilulier.
3. Dans le cas où l'échantillon est conservé à l'éthanol (le rinçage n'est pas nécessaire) : après décantation, éliminer le surnageant, vider le culot dans le pilulier.
4. Compléter le pilulier à l'éthanol (environ 10 % au moins) et homogénéiser en secouant la solution.

III.2.2.e. Nettoyage du matériel

1. Nettoyer les tubes à grande eau savonneuse en les secouant énergiquement au moins 3 fois.
2. Répéter l'opération en les nettoyant à l'aide d'un écouvillon.
3. Rincer les tubes à grande eau.
4. Rincer à nouveau les tubes avec de l'eau distillée ou déminéralisée.
5. Éliminer les restes d'inscriptions sur les tubes à l'aide d'éthanol.
6. Faire sécher les tubes à l'envers.
7. Nettoyer les billes à grande eau savonneuse.
8. Rincer les billes à grande eau.
9. Rincer les billes à l'eau distillée ou déminéralisée.
10. Sécher les billes sur du papier absorbant et les conserver à l'abri de la poussière.

Les résidus du traitement des échantillons doivent être considérés comme des produits chimiques de laboratoire selon l'arrêté du 8 juillet 2003 qui définit les critères et méthodes d'évaluation des propriétés de danger des déchets. En conséquence, ils doivent être conditionnés, étiquetés, transportés en toute traçabilité selon les règles de l'ADR (Accord Européen sur le transport des matières Dangereuses par Route). Ils sont ensuite éliminés dans des installations agréées.

III.2.3. Les difficultés couramment rencontrées

- Une trop faible densité de diatomées

Les densités de diatomées sont relativement faibles en Nouvelle-Calédonie, en particulier sur les terrains ultramafiques. Lorsque les lames sont pauvres en matériel, leur analyse est plus longue, et il peut être nécessaire d'analyser 2 lames pour atteindre l'objectif de 500 valves comptées. Si cet objectif est inaccessible, la fiabilité de la note indiciaire en sera affectée (cf. paragraphe 1.5.4.a.).

- La présence de fines latéritiques

Les fines latéritiques, parfois abondantes dans les échantillons prélevés sur les terrains ultramafiques ne sont pas digérées lors du traitement chimique des échantillons. Le culot obtenu après traitement est rouge (Figure 9). L'analyse des lames s'en trouve compliquée pour plusieurs raisons :

- la lamelle a tendance à se briser lors du montage de la lame,
- il y a un trop grand écart entre la lame et la lamelle ce qui induit une trop grande profondeur de champs,
- les valves sont cachées parmi les particules de latérite.

Afin de limiter ces inconvénients, au moment du montage des lames, il convient de remettre le culot en suspension puis de le laisser décanter environ 2 minutes, le temps que les particules de latérite les plus importantes tombent au fond, avant de prélever dans le surnageant qui contient l'essentiel des diatomées. La vitesse de sédimentation des frustules entiers est de l'ordre de 6 cm/heure pour les plus denses (Bertrand 1993) et la communauté des diatomistes estime une vitesse moyenne de chute de l'ordre de 1 cm/heure. Ainsi, cette méthode n'affecte pas la composition floristique de l'échantillon lors du montage de la lame.



Figure 9 : Culot rouge obtenu après traitement d'un échantillon riche en latérite.

Afin de limiter les difficultés de cet ordre, il est important d'échantillonner une surface suffisante pour récolter assez de matériel et de choisir les substrats dans la veine d'eau principale du cours d'eau où la latérite se trouve en plus faible quantité. Le respect des consignes lors de l'échantillonnage sera valorisé lors des étapes de traitement et de lecture de l'échantillon.

Remarque : Tout évènement particulier lors de l'analyse de l'échantillon (faible densité des diatomées, présence de latérite, comptage effectué sur 2 lames...) doit faire l'objet d'un commentaire dans la **fiche d'inventaire (Annexe 5)**.

III.3. L'inventaire des diatomées

III.3.1. Le matériel conseillé

- Microscope trioculaire à contraste interférentiel ou de phase : le troisième oculaire permet le montage d'un appareil de prise de vue permettant des mesures précises des valves de diatomées d'une part et l'échange de données avec la communauté des diatomistes d'autre part. Le contraste de phase permet de mieux détecter les petites espèces peu silicifiées.
- Compteur : il n'est pas indispensable mais facilite le comptage.
- Deux objectifs, moyen (x 20 ou x 40) et fort grossissement (x 100) : l'objectif moyen permet une vérification rapide de la densité et de la répartition des diatomées sur la lamelle lors de la confection de la lame.
- **Fiche d'inventaire diatomique** : peut-être sous forme de support papier dont un exemple est fourni en **Annexe 5** ou informatique (e.g., fichier Excel).
- Huile à immersion : indispensable à l'objectif x 100, cela améliore la résolution et évite le contact direct entre l'objectif et la lamelle lors de la lecture de la lame.
- Micromètre oculaire : il n'est pas indispensable dans le cas où le microscope est équipé d'un appareil de prise de vue, mais il permet une mesure rapide des valves.
- Micromètre-objet : permet le calibrage du microscope.

III.3.2. La méthode de comptage

La méthode de lecture de lame présentée ici se réfère à la norme NF T 90-354 de décembre 2007 (AFNOR 2007) plutôt qu'à la version d'avril 2016. Cette dernière, afin de s'affranchir au mieux de l'effet de bord, recommande de débiter le comptage par un diamètre plutôt que par l'un des pôles de la lamelle. Or, en Nouvelle-Calédonie, la pression de comptage étant plus élevée (500 valves⁴ contre 400 pour l'IBD) et la densité de diatomées souvent faible, le risque de ne pas atteindre le minimum de 500 valves requis est majoré. Il est donc préférable de choisir un pôle comme point de départ de façon à prospecter la lamelle de manière exhaustive. De plus, il est possible de limiter l'effet de bord en ne s'en approchant pas trop près (Figure 10).

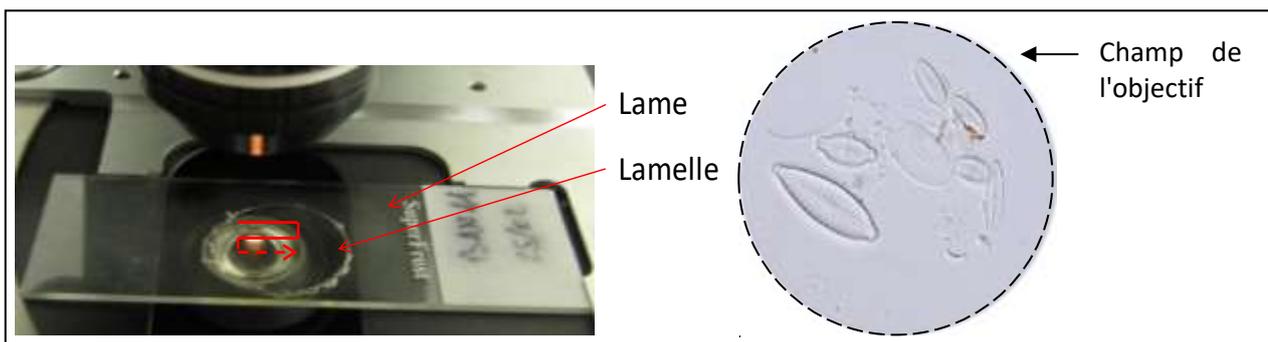


Figure 10 : Illustration schématique du balayage par transects au microscope et illustration d'un champ de l'objectif du microscope.

⁴ 500 valves minimum car, comme pour l'IBD, toutes les valves contenues dans le dernier champ doivent être comptées

La manière de compter au sein d'un champ est assez personnelle, tant qu'on s'assure de ne pas compter plus d'une fois la même valve. A titre d'exemple, il est possible de diviser mentalement le champ en 4 secteurs et de les compter l'un après l'autre.

L'unité diatomique est la valve, le frustule entier compte donc pour 2 unités diatomiques. Il est possible de se rendre compte de la présence d'un frustule entier en vue valvaire en jouant sur la profondeur de champ du microscope.

Une attention particulière est apportée pour ne pas compter plus d'une fois une unité diatomique. Pour éviter cela, la prise en compte des valves cassées se fait uniquement si trois quarts de la valve sont observables. La même règle est utilisée si l'unité dépasse du champ d'observation ou est masquée par une impureté. Les taxons observés sont régulièrement photographiés pour éviter toute dérive d'identification, pour distinguer certains morphotypes dont l'identification est parfois plus aisée sur photographies, ou encore en vue d'une recherche ultérieure pour les taxons encore non connus.

A titre indicatif, le temps imparti à un inventaire est de 2 à 3 heures mais cette durée, qui peut être multipliée ou divisée par 2, dépend de l'expérience de l'opérateur, de la qualité de la lame et de la diversité des taxons rencontrés.

III.3.3. Les ouvrages de référence et autres ouvrages utiles

Tous les taxons indiciaux sont illustrés dans le guide d'identification. Ce guide a été conçu en 2 volumes : le volume 1 réunit les fiches descriptives de tous les taxons indiciaux. Le volume 2 a été conçu comme un outil de travail destiné à faciliter la diagnose. Il se compose de planches regroupant les taxons par affinité morphologique (Figure 11).



Figure 11 : Aperçu des couvertures des 2 volumes du guide d'identification

Bien qu'essentiel dans le cadre de la mise en œuvre de l'indice, cet ouvrage n'a pas vocation à se substituer à l'ensemble de la bibliographie qui reste utile à l'identification de l'ensemble des taxons, indiciaux et non indiciaux. La liste non exhaustive des ouvrages consultés au cours du programme de conception de l'indice est fournie page 46.

III.3.4. Les difficultés de détermination couramment rencontrées

Rappelons que le calcul de l'IDNC est différent du calcul de l'IBD. En effet, seule l'abondance relative globale des taxons « + » est prise en compte dans le calcul de l'indice. Néanmoins, il est nécessaire d'identifier chaque taxon le plus précisément possible, c'est-à-dire à l'espèce, afin de ne pas passer à côté d'un taxon d'alerte, ce qui aurait un impact important sur la note indicielle.

Les valves ou les frustules observés en vue connective sont plus ou moins identifiables selon les taxons. Lorsqu'il n'est pas possible de rattacher une vue connective à un taxon au niveau spécifique, il convient de l'enregistrer sous le code de genre auquel il appartient. S'il n'est pas possible d'attribuer un nom de genre, le code « VUCO » (pour vue connective) doit être utilisé. Si un taxon n'est pas identifiable au genre pour toute autre raison, le code XXXX doit être utilisé. Si une préparation contenait beaucoup de frustules en vue connective, il est nécessaire de passer l'échantillon aux ultrasons pour séparer les 2 valves, ce qui fait qu'en général les valves se positionnent alors en vue valvaire et sont plus facilement identifiables.

Bien que certaines formes tératogènes aient un code OMNIDIA dédié (e.g., EOMT pour *Eolimna minima* (Grunow) Lange-Bertalot fo. anormale), il est préférable d'utiliser le code de l'espèce (ou du genre) même pour les formes anormales. L'information relative à la déformation est saisie indépendamment dans un champ dédié de l'application Hydrobio.

Lorsqu'un taxon semble nouveau et n'est pas identifié dans le guide d'identification précité, se reporter au chapitre suivant (III.3.5.).

III.3.5. Gestion des nouveaux taxons rencontrés et mise à jour de la liste de référence des espèces disponible sur l'application Hydrobio

Tous les taxons inclus dans le calcul de l'indice ont fait l'objet de fiches descriptives compilées dans le guide d'identification, Volumes 1 et 2 (Marquié *et al.* 2016a; Marquié *et al.* 2016b). La liste taxonomique de référence disponible sur l'application Hydrobio compile les taxons indiciels ainsi que les autres taxons déjà inventoriés en Nouvelle-Calédonie. Néanmoins il est possible que de nouveaux taxons apparaissent dans les inventaires calédoniens, qu'ils soient déjà décrits dans la littérature ou potentiellement nouveaux pour la science. Dans les deux cas, ces taxons seront inventoriés dans l'application sous le code XXXX, dans un premier temps.

Pour un taxon déjà décrit dans la littérature, le champ « commentaires » doit être renseigné pour indiquer le nom du taxon et son code OMNIDIA et un mail doit être adressé à geoportail@oeil.nc pour l'ajout du taxon dans la liste de référence d'Hydrobio.

Pour un nouveau taxon, il est alors nécessaire de compléter la fiche « nouveaux taxons indéterminés » (**Annexe 6**). Ce document sera tenu à jour et mis à disposition par l'OEIL sur demande.

S'agissant de la première version de l'IDNC, une attention particulière doit être portée à ces taxons non indiciels ou potentiellement nouveaux. Le référencement rigoureux et la traçabilité de ces taxons a pour objectif d'accumuler des données exploitables dans le cadre d'une future version de l'indice. Ces données étant produites par différents opérateurs, la procédure proposée ci-dessous doit permettre à tout opérateur de collecter et transmettre au maître d'ouvrage des données homogènes, fiables et donc valorisables :

Observation d'un taxon inconnu.



Vérification dans le guide d'identification volumes 1 et 2 (taxons indiciels)



Consultation du document de bancarisation des taxons potentiellement nouveaux (Annexe 6).



Vérification dans la littérature disponible (ensemble des taxons connus).



Illustration par des photographies de qualité (300 ppp), recadrées et réduites à l'échelle de 10 μm /15mm.



Si possible, une dizaine de photographies en vue valvaire, représentant le mieux possible le continuum, et quelques photos en vue connective seront réunies.



La longueur et la largeur minimum et maximum des valves observées seront précisées, ainsi que le(s) nom(s) des espèces morphologiquement le(s) plus proche(s), les précisions quant aux particularités taxonomiques observées, conformément aux rubriques de la **fiche « nouveaux taxons indéterminés »** (Annexe 6) ainsi que le nom de la station échantillonnée.



Un nouveau code sera créé en attendant l'identification du taxon. Celui-ci sera composé des 2 premières lettres du nom de genre et d'un numéro d'identification attribué de manière incrémentale (*e.g.* : GO04 correspond à *Gomphonema* sp4).



Retour de l'information auprès de l'OEIL, en adressant un mail à geoportail@oeil.nc, pour validation et mise à jour du document de référence

Les valves qui ne peuvent pas être identifiées ne doivent pas systématiquement être considérées comme un nouveau taxon potentiel. Les valves non identifiées parce qu'elles sont cassées, en vue de $\frac{3}{4}$ ou en vue connective sans pouvoir être rattachées à une espèce de l'inventaire doivent être intégrées à l'inventaire sous le code du genre (par exemple, GOMP pour le genre *Gomphonema*). Seuls les taxons suffisamment abondants (abondance relative supérieure ou égale à 1%) et identifiables doivent faire l'objet de la procédure décrite précédemment.

Avant d'être intégrés au calcul de l'indice lors de la conception de sa prochaine version, ces taxons devront être réétudiés par un diatomiste expert de la flore calédonienne.

III.4. La conservation des données

L'OEIL a été identifié comme la structure hébergeant la *diatothèque*, contenant les échantillons bruts et les lames permanentes, ainsi que les métadonnées qui accompagnent les échantillons. Les outils de conservation des données seront développés au fur et à mesure de l'utilisation de l'indice au cours du temps et par les différents opérateurs. Ces derniers sont invités à contribuer à la construction et l'amélioration de ces outils notamment en transmettant les informations et le matériel biologique collectés.

III.4.1. L'archivage des échantillons (lames et prélèvements)

Les lames d'observation représentent un enregistrement permanent des conditions environnementales du milieu. La mise en place d'une « collection » régionale au sein de la Nouvelle-Calédonie nécessite le stockage des échantillons bruts, traités et des lames. Le regroupement de l'ensemble des échantillons simplifie leur recherche, en vue d'une nouvelle analyse ou la recherche d'espèces nouvelles par la communauté scientifique. Le lieu de stockage de la collection constitue une « diatothèque ».

Il est donc suggéré d'envoyer à l'OEIL les lames relatives aux échantillons étudiés avec, *a minima*, les métadonnées suivantes : date de prélèvement, coordonnées géographiques, organisme préleveur.

Afin de faciliter les recherches au sein de la diatothèque, une base de données doit être mise en place par l'OEIL, identifiant l'échantillon par un numéro unique permettant de le rattacher au site et au moment du prélèvement. Ce numéro unique peut être constitué comme suit : 20180001 (= échantillon n° 0001 de l'année 2018).

III.4.2. La bancarisation des résultats

Depuis fin 2021, le module de gestion des données sur les diatomées de l'**application Hydrobio** (<https://www.oeil.nc/fr/hydrobio>) a été ajouté aux modules concernant la faune macro benthique, les poissons et les crustacés. Ce module permet la bancarisation, la standardisation, la saisie et l'exploitation des données sur les diatomées des cours d'eau avec notamment le calcul des métriques d'altération et de l'IDNC.

L'application a été développée avec le soutien financier de la Direction du service de l'État de l'Agriculture, de la Forêt et de l'Environnement – DAFE et est mise à disposition gracieusement par l'OEIL. L'accès aux informations et à la saisie nécessite une authentification. Pour toute demande, il est nécessaire d'adresser à un e-mail à geoportail@oeil.nc.

Afin d'homogénéiser le nom des stations de prélèvements de diatomées, la nomenclature doit se conformer à celle employée par la DAVAR.

La liste des taxons indiciels et des taxons inventoriés en Nouvelle-Calédonie de l'application Hydrobio est mise à jour annuellement. Il est donc possible d'utiliser les noms et codes taxons les plus récents qui tiennent compte de l'évolution de la systématique (taxons de l'annexe A de la Norme NF T90-354 d'avril 2016 complétés par ceux issus des dernières publications). Les codes taxons employés lors du

programme de conception de l'IDNC, listés dans le présent document (cf. Annexe 2, p55) et illustrés dans le guide d'identification en 2 volumes restent néanmoins valides pour le calcul de l'IDNC.

Le logiciel OMNIDIA (Lecointe *et al.* 1993), utilisé en routine en métropole pour le calcul de l'IBD, de l'IPS et d'autres indices, peut être employé ici dans le seul but de bancaiser les inventaires diatomiques à titre personnel. Il permet de renseigner le numéro de l'échantillon, la date du prélèvement, l'HER, la rivière, le site de prélèvement et d'ajouter des commentaires si nécessaire. Les codes des taxons inventoriés et leur abondance peuvent ensuite être saisis. Ce logiciel permet, en outre, de rechercher une espèce dans plusieurs inventaires, d'importer et d'exporter des inventaires aux formats PRN (compatible **OMNIDIA** 5), XML (**OMNIDIA** 6), Microsoft Excel (XLS) ou fichier texte séparateur tabulation (CSV) en vue d'analyses statistiques ou pour mettre des données en forme (cf. Tableau 6).

Tableau 6 : Exemple possible d'inventaire extrait d'OMNIDIA

Code	Désignation du taxon	Rivière Talea-Coco
ABLA	Achnanthidium blancheanum (Maillard) Lange-Bertalot	16
ADME	Achnanthidium metaffine (Lange-Bertalot & Steindorf) Lange-Bertalot	3
BANG	Brachysira angusta (Maillard) Lange-Bertalot & Moser	8
BMIC	Brachysira microcephala (Grunow) Compère	9
CBYA	Cymbopleura yateana (Maillard) Krammer & Lange-Bertalot	31
CLTR	Cymbella latarea Maillard	19
DCOS	Delicata costei (Maillard) Krammer & Lange-Bertalot	48
DDEL	Delicata delicatula (Kützing) Krammer var. delicatula	98
DEFO	Diatomée anormale Abnormal diatom valve (unidentified) or sum of defo	1
DEL3	Delicata sp3 NC	2
DELE	Denticula elegans Kützing	16
DGAJ	Delicata gadjiana Krammer	10
EIGU	Eileencoxia guillauminii (Manguin ex Kociolek & Reviere) S.Blanco & C	189
ESFO	Encyonopsis subfonticola Krammer	16
ESUM	Encyonopsis subminuta Krammer & Reichardt	1
ETNR	Encyonema tenerum Krammer	21
NLEH	Navicula lehmanniae Lange-Bertalot & Steindorf	14
NMES	Navicula melanesica Lange-Bertalot & Steindorf	2
NMMN	Navicula melanesica Lange-Bertalot & Steindorf morphotype minor	1
NPAL	Nitzschia palea (Kützing) W.Smith var. palea	2
NSUP	Navicula suprinii Moser Lange-Bertalot & Metzeltin	4
SSTM	Sellaphora stroemii (Hustedt) Kobayasi in Mayama Idei Osada & Nagumo	4
	TOTAL	515

! Dans la version 5.3 d'OMNIDIA, il est possible et prudent de créer une base spécifique aux inventaires provenant de Nouvelle-Calédonie, permettant en outre d'intégrer les codes taxons associés aux taxons numérotés spécifiques de la Nouvelle-Calédonie (cf. DEL3 dans l'exemple ci-dessus).

III.5. Le calcul de l'IDNC

Les modalités de calcul ont été présentées au chapitre II.3.

Le calcul de la note de l'IDNC et des métriques d'altération associées se fait directement sur le module de gestion des données sur les diatomées dans l'application Hydrobio après saisie de l'inventaire taxonomique.

III.5.1. Niveau de confiance et d'incertitude

III.5.1.a. Les sources d'incertitudes

Les incertitudes ont principalement 3 origines :

i. Les incertitudes liées à l'utilisation de l'élément de qualité diatomées

De nombreux facteurs environnementaux peuvent influencer la composition du peuplement diatomique, c'est la raison pour laquelle les diatomées sont des bioindicateurs pertinents de la qualité de l'eau. En conséquence, toute perturbation, même d'origine naturelle, à caractère exceptionnel risque d'influencer la composition du peuplement diatomique et l'interprétation de la qualité du milieu qu'on en déduira, sans pour autant être le reflet des conditions environnementales habituelles. Les diatomées sont néanmoins intégratrices des conditions de milieu des deux mois précédant le prélèvement, ce qui fait que les impacts des événements exceptionnels seront intégrés sur cette période de temps et d'autant plus atténués qu'il a passé du temps depuis l'évènement. En Nouvelle-Calédonie, il convient cependant d'être vigilant vis-à-vis de certains événements de caractère un peu exceptionnel ayant eu lieu dans un passé récent, qui peuvent biaiser la bio-évaluation :

- Les variations de niveau d'eau peuvent être rapides et fréquentes. Il n'est pas toujours aisé de repérer les substrats immergés en permanence au cours des deux mois précédents.
- Les crues peuvent être très fugaces et difficiles à repérer. De plus les données de surveillance des crues ne sont pas toujours disponibles en temps réel. Il n'est donc pas toujours possible de prélever avec certitude dans le respect de l'écart temporel recommandé après une crue.
- La détermination des espèces étant liée à l'observation des valves, certaines pollutions toxiques ponctuelles entraînant la mort des cellules peuvent passer inaperçues dans l'inventaire tant que les cellules mortes restent présentes dans le biofilm.

ii. Les incertitudes liées à la conception de l'outil

Une part des incertitudes liées à l'IDNC peut être attribuée au volume encore limité du jeu de données à partir duquel l'indice a été conçu (soit 210 relevés complets). Aussi, il est hautement souhaitable que toute nouvelle donnée acquise se conforme de façon stricte au cadre d'acquisition indiqué dans le présent guide, afin de pouvoir être valorisée dans la prochaine version de l'indice.

Les paramètres physico-chimiques qui ont été couplés aux relevés diatomiques peuvent également être source d'incertitudes du fait du caractère ponctuel et instantané des prélèvements ou des mesures de terrain, de la variabilité des méthodes analytiques et des limites de quantification et des laboratoires qui ont fourni ces données.

Enfin, la flore diatomique de Nouvelle-Calédonie, diversifiée et composée de nombreux taxons endémiques, peut être difficile à appréhender par un opérateur non averti.

iii. Les incertitudes liées à la mise en œuvre de l'outil

Ces incertitudes peuvent être limitées par le strict respect de la méthodologie décrite dans ce guide, à chaque étape de la mise en œuvre de l'IDNC : le choix du site de prélèvement, la méthode d'échantillonnage, la conservation et l'identification des échantillons, leur traitement en vue de la confection des lames permanentes et enfin, l'inventaire rigoureux des diatomées.

III.5.1.b. Les alertes relatives au nombre de taxons indiciels inventoriés

Pour rappel, au moins 500 valves doivent être identifiées et comptées lors de l'inventaire au moyen de l'analyse d'une ou 2 lames.

Si l'effectif-cible de 500 valves ne peut être atteint, le défaut de fiabilité de la note indicielle doit être signalé.

La réduction de l'assise indicielle du relevé altère l'assise de calcul de l'IDNC. Par conséquent, elle va provoquer l'émission de phrases de réserve mettant en cause de façon croissante la fiabilité du résultat obtenu, selon les règles indiquées au paragraphe 1.5.4.a. . En cas d'effectif total ou d'effectif indiciel inférieur à 375 valves, le résultat du calcul d'IDNC obtenu sera considéré comme non-valide.

Conclusion et perspectives

En Nouvelle-Calédonie, la bioévaluation de la qualité des cours d'eau se base historiquement sur 2 indices fondés sur les macro-invertébrés pour évaluer les perturbations à dominante de type organique ou sédimentaire, respectivement l'IBNC et l'IBS. L'objectif de la mise en place d'un nouvel outil de bioindication IDNC, s'appuyant sur le compartiment des diatomées benthiques, producteurs primaires à la base de la chaîne alimentaire, est de compléter cette évaluation du fait que ces organismes ont des sensibilités différentes face aux altérations anthropiques qui s'exercent sur les milieux aquatiques : les diatomées sont moins sensibles à l'hydromorphologie et témoignent alors plus spécifiquement de la qualité physico-chimique des cours d'eau.

Le présent guide décrit le protocole d'utilisation de l'IDNC et apporte un cadre de travail afin de limiter les dérives inter-opérateurs, en homogénéisant les pratiques à chacune des 3 étapes principales de sa mise en œuvre : le prélèvement, le traitement des échantillons et l'analyse des inventaires.

L'IDNC est un indice d'ores et déjà opérationnel sur l'ensemble du territoire calédonien (hors îles Loyauté). Il est basé sur la sensibilité de 217 taxons indicateurs décrits par un guide d'identification. Bien que jeune et perfectible, sa conception doit permettre, grâce à l'incrémentation du jeu de données biotique et abiotique acquis lors des premières années de sa mise en œuvre, d'affiner sa sensibilité et d'améliorer sa robustesse sans avoir à remanier le principe de son calcul. À moyen terme, la somme des connaissances rigoureusement accumulées pourra alors être valorisée pour améliorer l'IDNC et donc l'évaluation de l'état des cours d'eau calédoniens.

Bibliographie du guide

- AFNOR. 2007. « NF T 90-354. Qualité de l'eau. Détermination de l'Indice Biologique Diatomées (IBD). pp.1-79. »
- AFNOR. 2016. « NF T 90-354. Qualité de l'eau - échantillonnage, traitement et analyse de diatomées benthiques en cours d'eau et canaux. pp.119. »
- Beauvais, Marie-Laure, Alain Coléno, Hervé Jourdan, et D. Chouhan. 2006. *Les espèces envahissantes dans l'archipel néo-calédonien= Invasive species in the New Caledonian archipelago*. <http://www.documentation.ird.fr/hor/fdi:010039995>.
- Bertrand, J. 1993. « La densité des diatomées benthiques: une nouvelle méthode de mesure (vitesses différentielles) ». *Cryptogamie. Algologie* 14 (1): 21–35.
- Bonvallot, Jacques, Jean-Christophe Gay, et Elisabeth Habert. 2012. *Atlas de la Nouvelle-Calédonie*. IRD Institut de recherche pour le développement; Congrès de la Nouvelle-Calédonie. http://clio-cr.clionautes.org/IMG/article_PDF/Atlas-de-la-Nouvelle-cal-donie_a4431.pdf.
- C. Lecointe, M. Coste, et J. Prygiel. 1993. « " OMNIDIA " : a software for taxonomy, calculation of diatom indices and inventories management ». *Hydrobiologia* 269/270: 509-13.
- G. Moser. 1999. *Die diatomeenflora von Neukaledonien*. Vol. 43. 1 vol. Bibliotheca Diatomologica. Berlin - Stuttgart: J.Cramer.
- Ghassemi, H.R. 2015. « Nickel Effects on Productivity of Algal Periphyton Communities ». *Water Quality Research Journal of Canada* 50 (4): 369-74. <https://doi.org/10.2166/wqrjc.2015.029>.
- Lavoie, I., M. Lavoie, et C. Fortin. 2012. « A mine of information: Benthic algal communities as biomonitors of metal contamination from abandoned tailings ». *Science of the Total Environment* 425: 231-41. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.02.057>.
- Lefrançois, Estelle, Laure Apothéloz-Perret-Gentil, Philippe Blancher, Samuel Botreau, Cécile Chardon, Laura Crepin, Tristan Cordier, Arielle Cordonier, Isabelle Domaizon, et Benoit JD Ferrari. 2018. « Development and implementation of eco-genomic tools for aquatic ecosystem biomonitoring: the SYNAQUA French-Swiss program ». *Environmental Science and Pollution Research*, 1–9.
- Mann, David G., et Pieter Vanormelingen. 2013. « An inordinate fondness? The number, distributions, and origins of diatom species ». *Journal of eukaryotic microbiology* 60 (4): 414–420.
- Marquié, Julien, Sébastien Boutry, Estelle Lefrançois, Michel Coste, et François Delmas. 2018 a. « Programme d'Étude et de Recherche 2012-2016 : « Diatomées des rivières de Nouvelle-Calédonie : Conception d'un nouvel indice de bio-évaluation de la qualité écologique des cours d'eau à partir des diatomées benthiques ». Rapport final d'élaboration de l'IDNC ». Asconit-Irtsea Editions.
- Marquié, J., Lefrançois, E., Boutry S., Coste, M., Delmas F., 2018 b. Programme Conception d'un atlas taxinomique et d'un indice de bio-évaluation de la qualité écologique des cours d'eau à partir des diatomées benthiques, Guide iconographique Volume 1.

- Marquié, J., Lefrançois, E., Boutry S., Coste, M., Delmas F., 2018 c. Programme Conception d'un atlas taxinomique et d'un indice de bio-évaluation de la qualité écologique des cours d'eau à partir des diatomées benthiques, Guide iconographique Volume 2.
- Maurizot, Pierre, Hervé Théveniaut, Paul Lecomte, et Yves-Marie Cabidoche. 2011. « Enjeux géologiques propres aux territoires tropicaux ». *Geosciences*, n° 14: 22–31.
- Miazek, Krystian, Waldemar Iwanek, Claire Remacle, Aurore Richel, et Dorothee Goffin. 2015. « Effect of Metals, Metalloids and Metallic Nanoparticles on Microalgae Growth and Industrial Product Biosynthesis: A Review ». *International Journal of Molecular Sciences* 16 (10): 23929-69. <https://doi.org/10.3390/ijms161023929>.
- Pandey, L.K., et E.A. Bergey. 2016. « Exploring the Status of Motility, Lipid Bodies, Deformities and Size Reduction in Periphytic Diatom Community from Chronically Metal (Cu, Zn) Polluted Waterbodies as a Biomonitoring Tool ». *Science of the Total Environment* 550: 372-81. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2015.11.151>.
- Reyjol, Yorick, Vassilis Spyrtos, et Laurent Basilico. 2013. « Bioindication: des outils pour évaluer l'état écologique des milieux aquatiques Perspectives en vue du 2e cycle DCE – Eaux de surface continentales », 31.
- Sevin, Brice. 2014. « Cartographie du régolithe sur massifs ultrabasiques de Nouvelle-Calédonie: distribution dans l'espace et le temps des gisements nickelifères. » <http://www.theses.fr/s83505>.
- Soininen, Janne, et Katriina Könönen. 2004. « Comparative study of monitoring South-Finnish rivers and streams using macroinvertebrate and benthic diatom community structure ». *Aquatic Ecology* 38 (1): 63–75.
- Taraldsvik, Morten, et Sverre Mykkestad. 2000. « The effect of pH on growth rate, biochemical composition and extracellular carbohydrate production of the marine diatom *Skeletonema costatum* ». *European Journal of Phycology* 35 (2): 189–194.
- Vasselon, V. 2017. « Barcoding et bioindication : développement du metabarcoding des diatomées pour l'évaluation de la qualité des cours d'eau ». Université de Grenoble Alpes.
- Vasselon, Valentin, Frédéric Rimet, Kálmán Tapolczai, et Agnès Bouchez. 2017. « Assessing ecological status with diatoms DNA metabarcoding: Scaling-up on a WFD monitoring network (Mayotte island, France) ». *Ecological Indicators* 82 (novembre): 1-12. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.06.024>.

Bibliographie taxinomique

LANGE-BERTALOT, H., HOFMANN, G., WERUM, M., & CANTONATI, M. (2017). Freshwater Benthic Diatoms of Central Europe: Over 800 Common Species Used in Ecological Assessment. M. G. Kelly (Ed.). Koeltz Botanical Books.

Sübwasserflora von Mitteleuropa :

KRAMMER K. and LANGE-BERTALOT H., Bacillariophyceae 1. Naviculaceae. H. Ettl, G. Gärtner, J. Gerloff, H. Heynig and D. Mollenhauer ed., Sübwasserflora von Mitteleuropa - Vol.2/1 (Gustav Fisher Verlag, Stuttgart - New York, 1986). 876 p.

KRAMMER K. and LANGE-BERTALOT H., Bacillariophyceae 2. Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. H. Ettl, G. Gärtner, J. Gerloff, H. Heynig and D. Mollenhauer ed., Sübwasserflora von Mitteleuropa - Vol.2/2 (Spektrum Akademischer Verlag, Berlin, 1988). 611 p.

KRAMMER K. and LANGE-BERTALOT H., Bacillariophyceae 3. Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. H. Ettl, G. Gärtner, J. Gerloff, H. Heynig and D. Mollenhauer ed., Sübwasserflora von Mitteleuropa - Vol.2/3 (Spektrum Akademischer Verlag, Berlin, 1991). 599 p.

KRAMMER K. and LANGE-BERTALOT H., Bacillariophyceae 4. Achnanthaceae. Kritische Ergänzungen zu Navicula (Lineolatae) und Gomphonema. H. Ettl, G. Gärtner, J. Gerloff, H. Heynig and D. Mollenhauer ed., Sübwasserflora von Mitteleuropa - Vol.2/4 (Spektrum Akademischer Verlag, Berlin, 1991). 468 p.

KRAMMER K. and LANGE-BERTALOT H., Bacillariophyceae 5. English and French translation of the keys. H. Ettl, G. Gärtner, J. Gerloff, H. Heynig and D. Mollenhauer ed., Sübwasserflora von Mitteleuropa - Vol.5 (Spektrum Akademischer Verlag, Berlin, 2000). 311 p.

Diatoms of Europe :

KRAMMER K., The genus Pinnularia. H. Lange-Bertalot ed., Diatoms of Europe - Diatoms of the European Inland Waters and Comparable Habitats - Vol.1 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2000). 703 p.

KRAMMER K., Cymbella. H. Lange-Bertalot ed., Diatoms of Europe - Diatoms of the European Inland Waters and Comparable Habitats - Vol.3 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2002). 584 p.

KRAMMER K., Cymbopleura, Delicata, Navicymbela, Gomphocymbellopsis, Afrocybella. H. Lange-Bertalot ed., Diatoms of Europe - Diatoms of the European Inland Waters and Comparable Habitats - Vol.4 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2003). 530 p.

LANGE-BERTALOT H., Navicula sensu stricto - 10 genera separated from Navicula sensu lato - Frustulia. H. Lange-Bertalot ed., Diatoms of Europe - Diatoms of the European Inland Waters and Comparable Habitats - Vol.2 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2001). 526 p.

LEVKOV Z., Amphora sensu lato. H. Lange-Bertalot ed., Diatoms of Europe - Diatoms of the European Inland Waters and Comparable Habitats - Vol.5 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2009). 916 p.

Iconographia Diatomologica :

LANGE-BERTALOT H. and METZELTIN D., Annotated Diatom Micrographs. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.2 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 1996). 390 p.

LANGE-BERTALOT H. and GENKAL S.I., Diatoms from Sibéria I - Islands in the Arctic Ocean (Yugorsky-Shar Strait). H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.6 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 1999). 294 p.

LEVKOV Z., KRSTIC S., METZELTIN D. and NAKOV T., Diatoms of Lakes Prespa and Ohrid. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.16 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2007). 613 p.

METZELTIN D. and LANGE-BERTALOT H., Diatoms from the Island continent Madagascar. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.11 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2002). 286 p.

METZELTIN D. and LANGE-BERTALOT H., Tropical Diatoms of South America. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.18 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2007). 877 p.

METZELTIN D. and LANGE-BERTALOT H., Tropical Diatoms of South America I. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.5 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 1998). 695 p.

METZELTIN D., LANGE-BERTALOT H. and GARCIA-RODRIGUEZ F., Diatoms of Uruguay. Compared with other taxa from South America and elsewhere. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.15 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2005). 736 p.

REICHARDT E., Zur Revision der Gattung Gomphonema. Die Arten um G. affine/insigne, G. angustatum/micropus, G. acuminatum sowie gomphonemoide Diatomeen aus dem Obereroligozän in Böhmen. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.8 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 1999). 203 p.

REICHARDT E., Die Diatomeen (Bacillariophyceae) in Ehrenbergs Material von Cayenne, Guyana Gallica (1843). H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.1 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 1995). 99 p.

RUMRICH U., LANGE-BERTALOT H. and RUMRICH M., Diatomeen der Anden, Von Venezuela bis Patagonien/Tierra del Fuego. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.9 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2000). 673 p.

WERUM M. and LANGE-BERTALOT H., Diatom in springs. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.13 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2004). 479 p.

WITKOWSKI A., LANGE-BERTALOT H. and METZELTIN D., Diatom flora of marine coasts. H. Lange-Bertalot ed., Iconographia Diatomologica - Vol.7 (A.R.G. Gantner Verlag K.G., Ruggell, 2000). 925 p.

Bibliotheca Diatomologica :

ZALOCAR DE DOMITROVIC Y. and MAIDANA N.I., Taxonomic and ecological studies of the Paraná River diatomflora (Argentina). H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.34 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1997). 122 p.

FOGED N., Freshwater & Littoral diatoms from Cuba. H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.5 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1984). 248 p.

HOFMANN G., Aufwuchs-Diatomeen in Seen und ihre Eignung als Indikatoren der Trophie. H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.30 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1994). 241 p.

KACZMARSKA I. and RUSHFORTH S.R., The diatom flora of Blue Lake Warm Spring Utah, USA. H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.2 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1983). 49 p.

KRAMMER K., Die cymbelloiden Diatomeen. Eine Monographie der weltweit bekannten Taxa. Teil 1. Allgemeines und Encyonema Part. H. Lange-Bertalot and P. Kociolek ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.36 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1997). 382 p.

KRAMMER K., Die cymbelloiden Diatomeen. Eine Monographie der weltweit bekannten Taxa. Teil 2. Encyonema part., Encyonopsis and Cymbellopsis. H. Lange-Bertalot and P. Kociolek ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.37 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1997). 469 p.

LANG-BERTALOT H., 85 Neue taxa und über 100 weitere neu definierte taxa ergänzen zur Sübwasserflora von Mitteleuropa. H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.27 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1993). 454 p.

LANG-BERTALOT H., 85 Neue taxa und über 100 weitere neu definierte taxa ergänzend zur Sübwasserflora von Mitteleuropa - Talfen - Plates. H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.27 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1993). 134 p.

LANG-BERTALOT H. and KRAMMER K., Achnanthes, eine Monographie der Gattung mit Definition der Gattung Cocconeis und Nachträgen zu den Naviculaceae. H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.18 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1989). 389 p.

LANG-BERTALOT H. and MOSER G., Brachysira, Monographie der Gattung und *Naviculadicta* nov. gen.. H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.29 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1994). 212 p.

LANG-BERTALOT H. and KRAMMER K., Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. Neue und wenig bekannte Taxa, neue Kombinationen und Synonyme sowie Bemerkungen und Ergänzungen zu den Naviculaceae. H. Lange-Bertalot ed., Bibliotheca Diatomologica - Vol.15 (J. Cramer, Berlin - Stuttgart, 1987). 289 p.

Les ouvrages de référence spécifiques à la flore diatomique de Nouvelle-Calédonie

MOSER, G. (1999) Die diatomeenflora von Neukaledonien, Systematik, Geobotanik, Ökologie. Bibliotheca Diatomologica 43: 1–205.

MOSER, G., LANG-BERTALOT, H. & METZELTIN, D. (1998) Insel der Endemiten. Geobotanisches Phänomen Neukaledonien. Island of Endemics New Caledonia - a geobotanical phenomenon. Bibliotheca Diatomologica 38: 1–464.

MOSER, G., STEINDORF, A. & LANG-BERTALOT, H. (1995) Neukaledonien: Diatomeenflora einer Tropeninsel. Revision der Collection Maillard und Untersuchung neuen Materials. Bibliotheca Diatomologica 32: 1–340.

Les articles de journaux spécialisés traitant des diatomées de NC

CARTER, N. (1922) Freshwater Algæ. Journal of the Linnean Society of London, Botany 46 (305): 47–68. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8339.1922.tb00476.x>

KOCIOLEK, J.P. & DE REVIERS, B. (1996) The diatom types of Emile Manguin. II. Validating descriptions and designation of types for the New Caledonia species. Cryptogamie, Algologie 17: 193–215.

LE COHU, R., MARQUIE, J., & TUDESQUE, L. (2018). Three new species of *Delicata* (Bacillariophyceae–Cymbellales) from New Caledonia and further observations on *Delicata nepouiana* Krammer and *D. neocaledonica* Krammer. Diatom Research, 1–15.

LE COHU, R. (1985) Ultrastructure des diatomées de Nouvelle-Calédonie. Première partie. Annales de Limnologie 21: 3–12. <https://doi.org/10.1051/limn/1985004>

LE COHU, R. (1983) Observations sur deux espèces de diatomées du genre *Diatomella* : *Diatomella hustedtii* Manguin et *Diatomella ouenkoana* Maillard. Cryptogamie, Algologie 4: 63–71.

MAILLARD, R. (1978) Contribution à la connaissance des diatomées d'eau douce de la Nouvelle-Calédonie (Océanie). Cah. O.R.S.T.O.M., sér. Hydrobiol 12: 143–172.

MANGUIN, E. (1962) Contribution à la connaissance de la flore diatomique de la Nouvelle-Calédonie. Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle Sér.B, Botanique 12: 1–40.

MARQUIE, J., COHU, R. L., & COSTE, M. (2018). *Adlafia moseri* and *A. tjibaoui* two new diatom species (Bacillariophyta) from New Caledonia with further observations on *Adlafia muscora* and *Kobayasiella saxicola*. Phytotaxa, 357(1), 41-51. <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.357.1.4>

WATANABE, T. & ASAI, K. (2008) Diatom assemblage occurring in streams and springs near Numea, the capital of New Caledonia. Diatom 24: 63–72.

ANNEXES

Annexe 1 : Caractéristiques principales de chaque biotype

La représentativité de chaque espèce comme espèce typique d'un cluster donné a été calculée statistiquement et est signifiée par le nombre d'astérisques, les espèces ayant 3* étant les plus représentatives du cluster.

Biotype diatomique	Localisation et préférences abiotiques	Espèces typiques	
1	<p>Contexte ultramafique ou influence ultramafique sensible venant de l'amont. Répartition large, dominance de sites de l'HER D « Plaine du Grand Sud », 1/3 de sites de l'HER E « Massif Ultramafique » et quelques sites de l'HER B « Plaine Littorale Ouest » sous influence ultramafique et minière amont.</p> <p>Minéralisation hydrochimique de base de type ultramafique, un peu plus basse (pH, Cond, Mg) que Cluster 3. Par contre, incidence plus forte de métaux lourds dissous (Cr, Ni) en moyenne, avec quelques fortes valeurs outliers associées à un net impact d'activités minières en certains sites.</p> <p>De même, malgré le très modeste niveau trophique de base du contexte ultramafique des zones naturelles amont, un niveau de base de NO₃ est libéré naturellement par la minéralisation de la matière organique végétale, et le Cluster 1 a le niveau moyen le plus élevé en nitrates des 3 clusters « ultramafiques ». Quelques valeurs outliers en DBO₅ et NH₄ sont associées, soit à une élévation sous influence d'implantations minières amont, soit un bassin versant composite pour des sites implantés plus à l'aval dans l'HER B « Plaine Littorale Ouest ».</p>	<p>12 :</p> <p>EIGU (***)</p> <p>DCOS (***)</p> <p>BANG (***)</p> <p>AMDI (***)</p> <p>FPER (***)</p> <p>EBLN (**)</p> <p>CPND (**)</p> <p>BMAI (*)</p> <p>BSPN (*)</p> <p>CPNE (*)</p> <p>FLAC (*)</p> <p>FSTL (*)</p>	
2	<p>Cluster ultramafique spécialisé contenant intégralement des sites de l'HER D « Plaine du grand Sud », flores typiques du système Rivière des Lacs et de quelques autres flores de référence amont pour cette zone.</p> <p>Minéralisation hydrochimique de base de type ultramafique, cluster aux eaux les plus faiblement minéralisées (valeurs basses de pH, de cond. électrique, de Mg), en liaison avec la faible altérabilité des substrats géologiques de surface et/ou la présence de cuirasses latéritiques. Forte saturation en O₂ (écoulements turbulents sur substrats grossiers).</p> <p>Teneurs moyennes en Ni et faibles teneurs en Cr pour un contexte ultramafique, pas d'outliers. Donc origine géochimique naturelle, et pas ou peu d'impact minier.</p> <p>Référentiel élevé en DBO₅ et, sur quelques valeurs, en NH₄, pour un contexte ultramafique, une des sources suspectées de cet enrichissement de la Rivière des Lacs étant probablement un camping...</p>	<p>11 :</p> <p>DLCO (***)</p> <p>GNNP (***)</p> <p>EPPD (***)</p> <p>NPTA (***)</p> <p>AC17 (***)</p> <p>ADPI (***)</p> <p>BGOM (***)</p> <p>EBLU (**)</p> <p>BNCV (**)</p> <p>ETIO (**)</p> <p>AARC (*)</p>	
3	<p>Comme pour le Cluster 1, contexte ultramafique ou influence ultramafique sensible venant de l'amont. Mais répartition moins large, comprenant quelques sites ultramafiques presque exclusivement originaires de l'HER E « Massif ultramafique », et nette dominance de relevés aval de tels cours d'eau dans l'HER B « Plaine Littorale Ouest », sous influence amont de massifs de péridotites.</p> <p>Minéralisation hydrochimique de base de type ultramafique, un peu plus élevée (pH, Cond, Mg) que Cluster 1. Par contre, impact moyen plus modéré des métaux lourds ultramafiques dissous Cr et Ni, même si un petit nombre de sites et relevés traduisent aussi un impact minier.</p> <p>Sur le plan des enrichissements trophiques, situation proche de celle du Cluster 1 pour les mêmes raisons (niveau de base en NO₃ non négligeable d'origine naturelle dominante, quelques sites marqués par DBO₅ et NH₄ sous l'influence de bases-vie minières et peut-être d'impacts anthropiques liés à des activités humaines plus aval (villages, agriculture...) situées dans l'HER B « Plaine Littorale Ouest ».</p>	<p>5 :</p> <p>ETNR (***)</p> <p>ABLA (***)</p> <p>DNEP (***)</p> <p>GNEO (**)</p> <p>BMCL (*)</p>	

Biotype diatomique	Localisation et préférences abiotiques	Espèces typiques	
4	<p>Cluster à biotypologie composite : à gauche, sites sous influence ultramafique de l'HER D (Rivière Baie Nord et son Bras Nord), à droite sites d'hydrochimies naturelles assez diversifiées de plusieurs HERs volcano-sédimentaires (B, C, F, G).</p> <p>Structuration biologique peu conditionnée par les substrats géologiques (pH, conductivités, teneurs en Mg, Ca, Ni intermédiaires entre les 2 contextes géologiques dominants).</p> <p>Elle s'explique plus par les enrichissements constatés en Na, parfois Ca (outliers), MES, SO₄, DBO₅, NH₄ et NTD liés, selon le cas, à l'impact de procédés miniers ou métallurgiques et à l'implantation d'une base-vie dans une zone ultramafique (différence biotypologique entre BAN et BNN d'une part, dans ce cluster, et BNS, dans le Cluster 1), et parfois à une incidence aval et littorale dans une HER métamorphique schisteuse (cas de la Nomac NOM1).</p>	<p>5 :</p> <p>BSTY</p> <p>CATL</p> <p>BSIL</p> <p>ASBC</p> <p>NCTN</p>	<p>(***)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(*)</p> <p>(*)</p>
5	<p>Cluster typique de conditions volcano-sédimentaires bien oxygénées (cours d'eau issus de zones d'altitude de l'HER F « massif du Mont Panié », de l'HER G « Cœur de la Chaîne Centrale », et la station Tadé implantée dans l'HER C, mais directement issue de la F précitée).</p> <p>Faible minéralisation hydrochimique naturelle présentant cependant des concentrations intermédiaires en calcium, caractéristique de zones d'altitude volcano-sédimentaires. Conditions parfaitement oxygénées.</p> <p>Niveaux très modérés de Ni et faibles de Cr, sans manifestation d'impact minier. Faible à très faible niveau des variables d'enrichissement anthropique trophique (DBO₅, PO₄, formes de l'azote)</p>	<p>13 :</p> <p>GDEC</p> <p>NACD</p> <p>EKRM</p> <p>ADCT</p> <p>NZBA</p> <p>SICO</p> <p>NLAL</p> <p>XNEO</p> <p>FPRU</p> <p>SPUP</p> <p>FGRA</p> <p>NA25</p> <p>KOB2</p>	<p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p>
6	<p>Cluster typique d'un contexte géologique général de type volcano-sédimentaire fortement minéralisé (forte conductivité électrique, valeurs assez élevées de Ca, de Mg, d'Al), mais composite de flores naturelles et de sites altérés qui se subdiviseraient au niveau de coupe de 12 clusters.</p> <p>Partie de gauche sous structuration hydrochimique quasi-naturelle (Téné amont Bourail TEN0, We Menao MEN1).</p> <p>La partie de droite est marquée par les plus fortes pollutions anthropiques trophiques du jeu de données du présent programme d'étude (Karikouillé aval Païta KAR2, et surtout Yahoué aval Nouméa YAH2), concernant selon le cas les plus fortes valeurs des paramètres DBO₅, PO₄, NH₄, NTD, NO₃.</p>	<p>14 :</p> <p>NAMP</p> <p>ASDE</p> <p>SSEM</p> <p>CSNU</p> <p>SRES</p> <p>ACOP</p> <p>COC1</p> <p>PRBU</p> <p>PLHU</p> <p>HUCO</p> <p>SJAP</p> <p>FIND</p> <p>SRUT</p> <p>GSPP</p>	<p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(*)</p> <p>(*)</p>

Biotype diatomique	Localisation et préférences abiotiques	Espèces typiques	
7	<p>Cluster typique d'un contexte géologique général sous influence volcano-sédimentaire fortement minéralisé (conductivités électriques plutôt fortes, les plus fortes teneurs moyennes en Ca).</p> <p>Cours d'eau dont les bassins versants amont sont souvent originaires de l'HER G « Chaîne Centrale », qui s'écoulent ensuite en traversant les zones de basse altitude de l'HER B « Plaine Littorale Ouest », de type la Foa, hydrosystème Boghen – Téné – Néra – Douencheur, la Koné, la Pouembout.</p> <p>2 cours d'eau de l'Est se rattachent aussi à ce biotype, seulement à la 1^{ère} campagne de prélèvement (DIA31, TIW11 et TIW31), suite à un épisode d'étiage particulièrement intense.</p> <p>Flores typiques de conditions rencontrées à l'aval des cours d'eau, mais avec pression anthropique de faible à modérée. On note parfois une légère désaturation en O₂ (écoulement de plaine...) et quelques signes de pollutions diffuses (niveaux modestes mais quantifiables de DBO₅, niveaux de base assez faibles en PO₄, NH₄, NO₃ en situations amont mais quelques outliers avec teneurs non-négligeables en ces éléments.</p>	<p>18 :</p> <p>HGHA</p> <p>NSIA</p> <p>TDEB</p> <p>GCLA</p> <p>HSUT</p> <p>MVAR</p> <p>NDIS</p> <p>NLOR</p> <p>PELO</p> <p>NGRE</p> <p>FTEN</p> <p>NVDA</p> <p>APED</p> <p>HSMO</p> <p>NLIN</p> <p>CTWE</p> <p>TKUE</p> <p>TLEV</p>	<p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(***)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(**)</p> <p>(*)</p>

Annexe 2 : Liste des 217 taxons constitutifs de l'IDNC

Les valeurs indicatrices des taxons sont précisées en couleur (les taxons « + » en bleu et les taxons d'alerte en rouge).

Taxon IDNC (1)	Dénomination	Statut IDNC	Cote DB05	Cote NH4	Cote PO4	Cote NO3	Cote NI	Cote Cr	Cote Latérite
AARC	<i>Achnanthes arcua</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ABLA	<i>Achnanthes blancheana</i>	-	+	+	+	+	-	+	-
AC05	<i>Achnanthes sp05 NC</i>	-	+	+	-	+	+	+	+
AC09	<i>Achnanthes sp09 NC</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
AC17	<i>Achnanthes sp17 NC</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ACOP	<i>Amphora cogulata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ACTR	<i>Achnanthes contraria</i>	-	+	+	+	+	-	+	-
ACUF	<i>Actinella coniformis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ADCT	<i>Achnanthes catenatum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ADEG	<i>Achnanthes elegans</i>	-	+	+	-	+	+	+	+
ADIN	<i>Achnanthes indicata</i>	-	+	+	+	+	+	-	+
ADK0	<i>Achnanthes koghliensis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ADMI	<i>Achnanthes minutissimum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ADPD	<i>Achnanthes perfoliatum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ADPI	<i>Achnanthes pirogouanum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ADS1	<i>Adafia sp1 NC</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ADS2	<i>Adafia sp2 NC</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
AMDI	<i>Amphora diastyla</i>	-	+	+	+	-	+	+	+
AMUS	<i>Adafia muscora</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ANCL	<i>Achnanthes neocaledonia</i>	-	+	+	+	+	-	+	+
APED	<i>Amphora pediculus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ASBC	<i>Achnanthes subcrassa</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ASDE	<i>Achnanthes subhudsonii var. denseabrata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
AUGA	<i>Aulacoseira granulata var. angustissima</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BANG	<i>Brachysira angusta</i>	-	+	+	+	+	-	-	-
BBLA	<i>Brachysira blancheana</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BBRE	<i>Brachysira brebissonii</i> sp. brebissonii	-	+	+	+	+	+	+	-
BGOM	<i>Brachysira gonphonemoides</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BIRO	<i>Brachysira irwanoides</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BMAI	<i>Brachysira mallardii</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BMCL	<i>Brachysira microclava</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BNCV	<i>Brachysira naroclava</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BNEO	<i>Brachysira neovialis</i>	-	+	-	+	+	+	+	+
BPAL	<i>Brachysira palustris</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BPAX	<i>Bacillaria paxillifera</i> var. paxillifera	+	+	+	+	+	+	+	+
BSEI	<i>Brachysira seipii</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BSIL	<i>Brachysira silvicola</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BSPN	<i>Brachysira supriniana</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BSTY	<i>Brachysira styriaca</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
BVIT	<i>Brachysira vitrea</i>	-	+	-	+	+	+	+	+
CAET	<i>Catoneis aequatorialis</i> var. transitoria	+	+	+	+	+	+	+	+
CATL	<i>Cymbella australica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
CBPS	<i>Cymboplectra</i> sp.	+	+	+	+	+	+	+	+
CBYA	<i>Cymboplectra yatsana</i>	-	+	+	+	+	-	-	-
CEUG	<i>Cocconeis euglypta</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
CLTR	<i>Cymbella latraea</i>	-	+	+	+	+	-	-	-
CMEN	<i>Cyclotella meneghiniana</i>	-	-	+	+	+	+	+	+
CNZL	<i>Cymbella novaezeelandica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
COC1	<i>Cocconeis sp1 NC</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
CPND	<i>Cymbella persodensis</i>	-	+	+	+	+	+	-	-
CPNE	<i>Cymboplectra nekliensis</i>	-	+	+	+	+	-	-	-
CSMU	<i>Chamaepinnularia submicrocola</i>	+	+	+	+	+	+	+	+

Taxon IDNC (2)	Désignation	Statut IDNC	Cote DB05	Cote NH4	Cote PO4	Cote NS3	Cote NI	Cote Cr	Cote Latérite
CSNU	<i>Creticula subminuta</i>	-	-	-	-	-	+	+	+
CTUM	<i>Cymbella tumida</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
CTWE	<i>Corticifera weissflogii</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
DCOF	<i>Diadormis confervacea</i> var. <i>confervacea</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
DCOS	<i>Delicata costei</i>	-	+	+	+	+	+	-	+
DDEL	<i>Delicata delicatula</i> var. <i>delicatula</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
DEL3	<i>Delicata</i> sp3 NC	-	+	+	+	+	-	-	+
DELE	<i>Denticula elegans</i>	-	+	+	+	+	-	+	+
DGAJ	<i>Delicata pastjana</i>	-	+	+	+	+	-	-	-
DICO	<i>Diatomella lecaei</i>	-	+	+	+	+	-	+	+
DNEO	<i>Delicata neocaledonia</i>	-	+	+	+	+	+	+	-
DNEP	<i>Delicata nepoulana</i>	-	+	+	+	+	+	+	-
DOUE	<i>Diatomella oumbahana</i>	-	+	-	+	+	+	+	+
DPSG	<i>Discostella pseudostelligera</i> emend.	+	+	+	+	+	+	+	+
DSTT	<i>Discostella stelligera</i> var. <i>tenuis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
EADN	<i>Epithemia adnata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
EAUM	<i>Eunotia australaminor</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
EBLN	<i>Encyonema blanchanum</i> var. <i>neocaledonicum</i>	-	+	+	+	+	+	+	-
EBLU	<i>Eunotia bilunaris</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
EDIR	<i>Encyonema directiforme</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
EIGU	<i>Eiencrasia guillaumini</i>	-	+	+	+	+	-	-	-
EKRM	<i>Epithemia krameri</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ENO2	<i>Encyonema</i> sp02 NC	-	+	+	+	+	-	-	-
ENO9	<i>Encyonema</i> sp09 NC	-	+	-	+	+	+	+	+
ENAF	<i>Encyonema affine</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ENDG	<i>Encyonopsis degenerata</i>	-	+	+	+	+	-	-	-
ENOP	<i>Encyonopsis opima</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
EOMI	<i>Eolimna minima</i>	-	-	-	-	-	+	+	+
EPPD	<i>Eunotia ponspondens</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ERHB	<i>Eolimna rhombica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ESFO	<i>Encyonopsis siodforticola</i>	-	-	-	+	+	-	+	+
ESLE	<i>Encyonema silesiacum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ESOR	<i>Epithemia sorax</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ESUM	<i>Encyonopsis subminuta</i>	-	+	+	+	+	-	+	+
ETIO	<i>Encyonema thioense</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ETNR	<i>Encyonema tenerum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ETNS	<i>Encyonema tivolusatum</i>	-	+	+	+	+	+	-	+
EUN3	<i>Eunotia</i> sp3 NC	+	+	+	+	+	+	+	+
FCAP	<i>Fragilaria capucina</i> var. <i>capucina</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FGRA	<i>Fragilaria gracilis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FIND	<i>Fallicia indifferens</i>	-	-	-	-	-	+	+	+
FINS	<i>Fallicia insociabilis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FLAC	<i>Frustulia lacustris</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FMIT	<i>Fallicia mitis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FNEO	<i>Frustulia neocaledonica</i> ex	-	+	+	+	+	+	-	+
FPER	<i>Frustulia peribotica</i>	-	+	+	+	+	-	+	-
FPRU	<i>Fragilaria pararumpens</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FRNA	<i>Frustulia nana</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FSTL	<i>Frustulia stagnalis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FTEN	<i>Fragilaria tenera</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FVAL	<i>Fragilaria vaucheriae</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FVRK	<i>Fragilaria viereckiana</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
FVUL	<i>Frustulia vulgaris</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GACU	<i>Gomphonema acuminatum</i> var. <i>acuminatum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GAFF	<i>Gomphonema affine</i>	+	+	+	+	+	+	+	+

Taxon IDNC (3)	Désignation	Statut IDNC	Cote DB06	Cote NH4	Cote PO4	Cote NO3	Cote NH	Cote Cr	Cote Lactéine
GANG	<i>Gomphonema angustatum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GBPA	<i>Gomphonema brasiliense</i> ssp. <i>pacificum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GCLA	<i>Gomphonema clavatum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GDEC	<i>Gelastria decussis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GENI	<i>Germainella enigmatica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GGRA	<i>Gomphonema gracile</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GLGN	<i>Gomphonema lagenula</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GLTC	<i>Gomphonema latifolium</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GNBP	<i>Gomphonema neobourmelyi</i> morphotype <i>parvum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GNED	<i>Gomphonema neobourmelyi</i>	-	+	+	+	-	-	+	-
GO10	<i>Gomphonema</i> sp10	+	+	+	+	+	+	+	+
GO15	<i>Gomphonema</i> sp15 NC	+	+	+	+	+	+	+	+
GO17	<i>Gomphonema</i> sp17 NC	+	+	+	+	+	+	+	+
GO20	<i>Gomphonema</i> sp20 NC	+	+	+	+	+	+	+	+
GOAH	<i>Gomphosphenia oahuensis</i>	-	+	-	-	+	+	+	+
GPAR	<i>Gomphonema parvulum</i> var. <i>parvulum</i> f. <i>parvulum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GPUM	<i>Gomphonema pustulum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GRIC	<i>Gomphonema ricardi</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
GSPP	<i>Gomphonema saprophilum</i>	-	+	+	-	+	+	+	+
HGHA	<i>Halanghara ghanensis</i>	-	+	+	-	+	+	+	+
HSMO	<i>Halanghara submontana</i>	-	+	+	-	+	+	+	+
HSUT	<i>Hippodonta subtilissima</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
HUCO	<i>Humidophila contenta</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
KOB2	<i>Kobayasiella</i> sp2 NC	+	+	+	+	+	+	+	+
KOBG	<i>Karyesia oblongella</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
KOSA	<i>Kobayasiella saricola</i>	-	+	+	+	+	-	+	-
LGOE	<i>Luticola goeppertiana</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
MPMI	<i>Meymasa permittis</i>	-	+	-	-	+	+	+	+
MVAR	<i>Melosia varians</i>	-	+	+	-	+	+	+	+
NA07	<i>Navicula</i> sp7 NC	+	+	+	+	+	+	+	+
NA25	<i>Navicula</i> sp25 NC	+	+	+	+	+	+	+	+
NAAM	<i>Navicula amphiceropsis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NACD	<i>Nitzschia acidoclinata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NAMP	<i>Nitzschia amphibia</i> f. <i>amphibia</i>	-	+	-	-	-	+	+	+
NBRV	<i>Nitzschia brevior</i> (Mangui)	+	+	+	+	+	+	+	+
NCLA	<i>Nitzschia clausii</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NCRY	<i>Navicula cryptocephala</i>	-	-	+	+	+	+	+	+
NCTE	<i>Navicula cryptotenella</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NCTN	<i>Nitzschia capitata</i> Hust. var. <i>tenuirostris</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NDIS	<i>Nitzschia dissipata</i> ssp. <i>dissipata</i>	-	-	+	+	+	+	+	+
NERI	<i>Navicula erifuga</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NESC	<i>Navicula escambia</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NGRE	<i>Navicula gregaria</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NIAR	<i>Nitzschia archibaldi</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NIFR	<i>Nitzschia frustulum</i> var. <i>frustulum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NIGE	<i>Nitzschia ingenua</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NJHI	<i>Nitzschia hienghense</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NINC	<i>Nitzschia inconspicua</i>	-	-	-	-	-	+	+	+
NINT	<i>Nitzschia intermedia</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NISC	<i>Nitzschia scalpelliformis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NLAL	<i>Nitzschia labella</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NLBT	<i>Nitzschia lebetruhi</i> var. <i>lebetruhi</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NLEH	<i>Navicula lehmannaiae</i>	-	+	+	+	+	+	-	-
NLIN	<i>Nitzschia linearis</i> var. <i>linearis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NLOR	<i>Nitzschia lorenziana</i>	-	-	+	+	+	+	+	+

Taxon IDNC (4)	Dénomination	Statut IDNC	Cote DBO5	Cote NHA	Cote PO4	Cote NO3	Cote NI	Cote Cr	Cote Labélité
NMES	<i>Navicula melanesica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NMMN	<i>Navicula melanesica morphotype minor</i>	-	+	+	+	+	+	+	-
NNCA	<i>Nitzschia neocaledonica ex</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NPAD	<i>Nitzschia palea var. debilis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NPAE	<i>Nitzschia paleacea</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NPAL	<i>Nitzschia palea var. palea</i>	-	-	+	-	+	+	+	+
NPHL	<i>Nitzschia philippinarum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NPTA	<i>Navicula poracuta</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NQDJ	<i>Navicula quasitriangula</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NRCH	<i>Navicula reichardtiana var. reichardtiana</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NROS	<i>Navicula rostellata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NSIA	<i>Navicula simulata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NSOC	<i>Nitzschia sociabilis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NSPP	<i>Navicula seppiana</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NSUA	<i>Nitzschia subacicularis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NSUP	<i>Navicula suprini</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NYDA	<i>Navicula vandamii var. vandamii</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NVEN	<i>Navicula veneta</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NVIP	<i>Navicula vilipentii</i> Lange-Bert.	+	+	+	+	+	+	+	+
NZAD	<i>Nitzschia adamata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NZBA	<i>Nitzschia bacata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
NZSU	<i>Nitzschia suprafovea</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
PELO	<i>Pleurosigma elongatum</i>	-	-	+	-	+	+	+	+
PFTN	<i>Pseudofratria tenera</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
PLBI	<i>Planorbidium oëporum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
PLFR	<i>Planorbidium frequentissimum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
PLHU	<i>Plectoeca huxfordii</i>	-	+	-	-	+	+	+	+
PMNT	<i>Planorbidium minutissimum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
PRBU	<i>Planorbidium robustus</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
RGIB	<i>Rhopalodia gibba var. gibba</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ROPE	<i>Rhopalodia operculata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
RSIN	<i>Reimeria sinuata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SARV	<i>Sellaphora arvensis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SEJA	<i>Sellaphora javanica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SICO	<i>Sellaphora inconspicua</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SIDE	<i>Simonsenia delognei</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SJAP	<i>Sellaphora japonica</i>	-	+	+	-	+	+	+	+
SNCD	<i>Sellaphora neocaledonica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SNPU	<i>Surella neocaledonica fo. punctata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SPUP	<i>Sellaphora pupula</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SRAU	<i>Stenopterobia reutenbachiae</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SRES	<i>Stauroneis resoluta</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
SRUT	<i>Sellaphora rutteni</i>	-	+	+	-	+	+	+	+
SSEM	<i>Sellaphora seminulum</i>	-	+	-	-	+	+	+	+
SSTM	<i>Sellaphora stroemi</i>	-	+	+	+	-	+	+	-
SUNE	<i>Surella neocaledonica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
TDEB	<i>Tryblionella debilis</i>	-	-	+	+	+	+	+	+
THUN	<i>Tryblionella hungarica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
TKUE	<i>Tryblionella kuetzingii</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
TLEV	<i>Tryblionella levidensis</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
TVIC	<i>Tryblionella victoriae</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
ULAN	<i>Ulnaria lanceolata</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
UPSG	<i>Ulnaria pseudogibbosa</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
UULN	<i>Ulnaria ulna</i>	+	+	+	+	+	+	+	+
XNEO	<i>Xenococcopsis neocaledonica</i>	+	+	+	+	+	+	+	+

Annexe 3 : Fiche « Terrain »

FICHE DE PRELEVEMENT DES DIATOMÉES

COURS D'EAU:	<input type="text"/>	CODE STATION :	<input type="text"/>	Coordonnées GPS théoriques: (WGS 84)
COMMUNE:	<input type="text"/>	DATE :	<input type="text"/>	X= <input type="text"/>
LOCALISATION:	<input type="text"/>	HEURE :	<input type="text"/>	Coordonnées GPS mesurées: (WGS 84)
STATION:	<input type="text"/>	HER :	<input type="text"/>	X= <input type="text"/>
		Réseau :	<input type="text"/>	Y= <input type="text"/>

Les mesures de distance, de profondeur et de vitesse des courants sont des estimations du préleveur

DESCRIPTION GENERALE DE LA STATION

CONDITIONS HYDROLOGIQUES DES 15 JOURS PRECEDENTS	étiage <input type="text"/> moyennes eaux <input type="text"/> hautes eaux <input type="text"/>	DEPOT SUR LE FOND	absence ponctuel <input type="text"/> littoral général <input type="text"/> colmatage <input type="text"/> non visible <input type="text"/>				
OCCUPATION DU FOND DE VALLEE	maquis minier <input type="text"/> forêt humide <input type="text"/> forêt rivulaire <input type="text"/> savane / prairie <input type="text"/> zone agricole <input type="text"/> zone urbaine <input type="text"/>	PRESENCE DE FINES LATERITIQUES	<table border="1"> <tr> <td>0</td> <td>1</td> <td>2</td> <td>3</td> </tr> </table> (cf. grille de notation du guide méthodologique)	0	1	2	3
0	1	2	3				
TRACE DU LIT	recalibré <input type="text"/> rectiligne <input type="text"/> sinueux <input type="text"/> méandres <input type="text"/> île/atteris <input type="text"/>	REGIME HYDRAULIQUE	au moment du prélèvement étiage <input type="text"/> moyennes eaux <input type="text"/> montée <input type="text"/> décrue <input type="text"/>				
POLLUTION APPARENTE	absence <input type="text"/> irrisation <input type="text"/> écume <input type="text"/> odeur <input type="text"/> autres <input type="text"/>	FACIES D'ECOULEMENT	sur la station (Classification de Malavoi) chenal lentique <input type="text"/> fosse de dissipation <input type="text"/> mouille de concavité <input type="text"/> fosse d'affouillement <input type="text"/> chenal lotique <input type="text"/> plat lentique <input type="text"/> plat courant <input type="text"/> radier <input type="text"/> rapide <input type="text"/> cascade <input type="text"/>				
ASPECT DE L'EAU	limpide <input type="text"/> turbide <input type="text"/> autres <input type="text"/>	VITESSE DU COURANT	en moyenne sur la station <5 cm/s <input type="text"/> 5 à 25 cm/s <input type="text"/> 25 à 75 cm/s <input type="text"/> 75 à 150 cm/s <input type="text"/> >150 cm/s <input type="text"/>				
COULEUR DE L'EAU	incolore <input type="text"/> verte <input type="text"/> marron <input type="text"/> autres <input type="text"/>	GRANULOMETRIE DOMINANTE	sur la station blocs <input type="text"/> pierres, galets <input type="text"/> graviers <input type="text"/> sables <input type="text"/> limons <input type="text"/> argiles <input type="text"/> non visible <input type="text"/>				
VEGETATION AQUATIQUE (en % quelque soit le type de végétation)	≤10 <input type="text"/> 10 à 25 <input type="text"/> 25 à 50 <input type="text"/> ≥50 à 75 <input type="text"/> ≥75 <input type="text"/> type de végétation <input type="text"/>						
LARGEUR (m) :	<input type="text"/>						

OPERATION DE PRELEVEMENT

MATERIEL DE PRELEVEMENT	brosse <input type="text"/> racloir <input type="text"/>	FIXATEUR	ethanol <input type="text"/> formol <input type="text"/>
--------------------------------	---	-----------------	---

DESCRIPTION AU NIVEAU DU PRELEVEMENT

VITESSE DU COURANT au niveau du prélèvement	<5 cm/s <input type="text"/> 5 à 25 cm/s <input type="text"/> 25 à 75 cm/s <input type="text"/> 75 à 150 cm/s <input type="text"/> >150 cm/s <input type="text"/>	SUBSTRAT DE PRELEVEMENT	Estimation de la surface échantillonnée < 500 cm ² <input type="text"/> < 1000 cm ² <input type="text"/> > 1000 cm ² <input type="text"/>	Nombre de supports	dalles, roches <input type="text"/> blocs : ø > 256mm <input type="text"/> pierres : ø > 64mm et < 256mm <input type="text"/> cailloux : ø > 16mm et < 64mm <input type="text"/> substrats durs non naturels <input type="text"/> substrats artificiels <input type="text"/>
OMBRAJE	fermé <input type="text"/> semi-ouvert <input type="text"/> ouvert <input type="text"/>				
PROFONDEUR DE L'EAU (cm)	<input type="text"/>	DISTANCE A LA BERGE (m)	<input type="text"/>		

MESURES DE TERRAIN

Appareil(s)	<input type="text"/>	Date dernier étalonnage	<input type="text"/>
Température (°C)	<input type="text"/>	pH	<input type="text"/>
Oxygène (mg/l)	<input type="text"/>	Cond (µS/cm)	<input type="text"/>
Oxygène (%)	<input type="text"/>		

COMMENTAIRES

FICHE DE PRELEVEMENT DES DIATOMEES

PHOTOGRAPHIES

SCHEMA DE LA STATION, ACCES

COMMENTAIRES

Annexe 5 : Fiche d'inventaire de diatomées

Annexe 6 : Fiche nouveau taxon non déterminé

Fiches Nouveaux Taxons

V0_181024

Renseignements à fournir

- Nom du taxon et Code taxon associé
- Photos + Echelle (Photos MEB éventuellement)
- Localisation: Rivière, Station, Coordonnées (WGS84)
- HER
- Milieux rencontrés UM/VS
- Mensurations (+ nombres d'individus mesurés -n-)
- Diagnose simple
- Taxons proches

Noms des nouveaux taxons

Nom de genre + N° taxon	Code taxon
Achnanthidium sp05	AC05
Achnanthidium sp09	AC09
Achnanthidium sp17	AC17
Adlafia sp01	ADS1
Adlafia sp02	ADS2
Cocconeis sp01	COC1
Delicata sp03	DEL3
Encyonema sp02	EN02
Encyonema sp09	EN09
Eunotia sp03	EUN3
Eunotia sp04	EUN4
Gomphonema sp10	GO10
Gomphonema sp15	GO15
Gomphonema sp17	GO17
Gomphonema sp20	GO20

Nom de genre + N° taxon	Code taxon
Kobayasiella sp02	KOB2
Navicula sp07	NA07
Navicula sp25	NA25

Nom de genre + N° taxon

Code taxon

Influence ultramafique: OUI/NON

Rivière

Station

Coordonnées (WGS84): X= XX,XXXXX/ Y=YY,YYYYY

HER:

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées

Diagnose simple:

Taxons proches:

Commentaires:

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

10 µm



Achnanthydium sp05

AC05

Influence ultramafique: OUI/NON

DOUENCHEUR

DOU11

Coordonnées (WGS84): X= 165,491667/ Y=-21,450433

HER: B

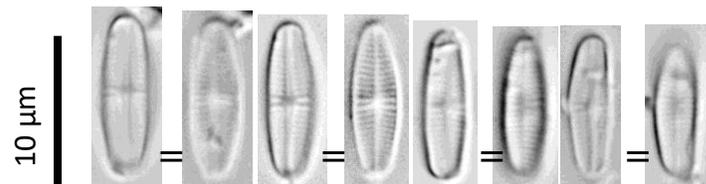
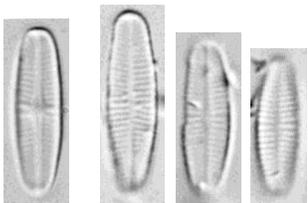
Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm (VR)	Nbr de stries /10µm (VSR)	n: nbr de valves mesurées
AC05	7,1-13	2,8-3,5	22,9-24,4	22-24,5	8

Diagnose simple: Valves linéaires à lancéolées.
Stries radiantes sur les 2 valves.
Stries médianes plus robustes et espacées.
Aréoles non visibles en microscopie optique.

Taxons proches: *Achnanthydium minutissimum* (Kützing) Czarnecki

Commentaires: Taxon ubiquiste, assez commun, pouvant atteindre plus de 30 % du peuplement.

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE



Achnanthydium sp09

AC09

Influence ultramafique: OUI/NON

KARIKOUIE

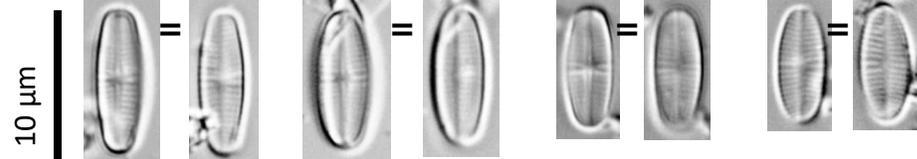
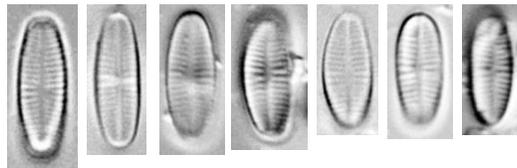
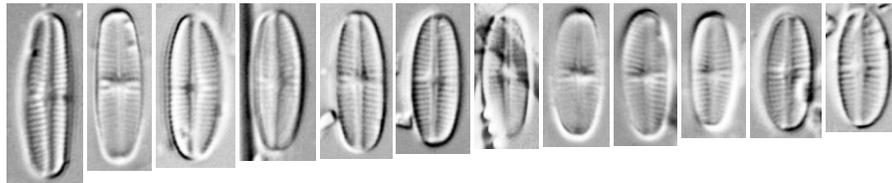
KAR21

Coordonnées (WGS84): X= 166,363517/ Y=-22,137550

HER: B

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm (VR)	Nbr de stries /10µm (VSR)	n: nbr de valves mesurées
AC09	7,7-11,8	3,1-4,1	21-28	23-27	28

Diagnose simple: Valves linéaires à lancéolées. Stries radiantes sur les 2 valves. Stries médianes plus robustes et espacées. Aréoles non visibles en microscopie optique



Taxons proches: *Achnanthydium minutissimum* (Kützing) Czarnecki, *Achnanthydium saprophilum* (Kobayasi et Mayama) Round & Bukhtiyarova

Commentaires: Taxon rencontré principalement sur le bassin versant de la Néra avec des occurrences faibles (<10 % du peuplement).

Achnanthydium sp17

AC17

Influence ultramafique: OUI/~~NON~~

RIVIERE DES LACS

RIL11

Coordonnées (WGS84): X= 166,869683/ Y=-22,253333

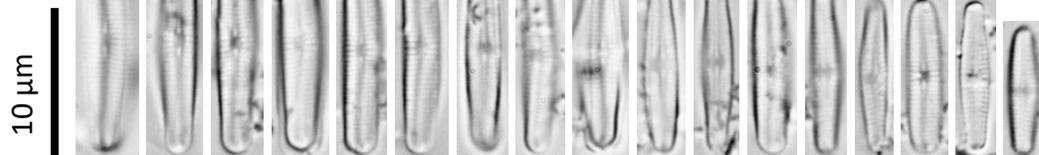
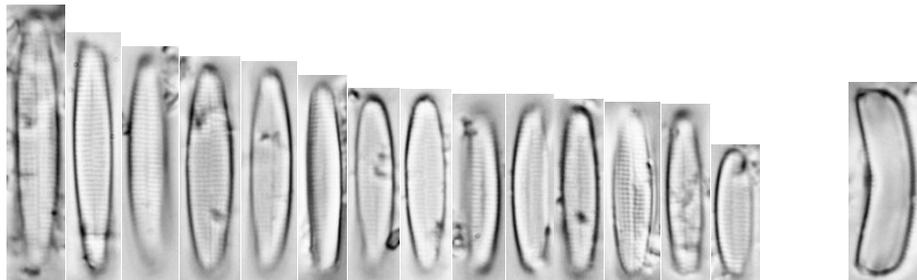
HER: D

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm (VR)	Nbr de stries /10µm (VSR)	n: nbr de valves mesurées
AC17	8,7-14,9	1,9-3,3	29,5-35,5	29,5-34	27

Diagnose simple: Valves linéaires à lancéolées, très étroite. Stries radiantes sur la valve à raphé, horizontales à légèrement convergentes sur la valve sans raphé. Stries médianes de la valve à raphé légèrement plus espacées. Aréoles non visibles en microscopie optique

Taxons proches: *Achnanthydium lineare* W.Smith 1999

Commentaires: Taxon rencontré presque exclusivement sur l'HER D, dans de nombreuses rivières. Peut être parfois abondant (>30 % du peuplement).



Adlafia sp1

ADS1

Influence ultramafique: OUI/~~NON~~

Douengeur

DOU21

Coordonnées (WGS84): X= 165,47595/ Y=-21,549733

HER: B

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
ADS1	10-14,8	3,2-3,4	-	3

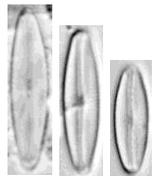
Diagnose simple: Valves lancéolées à elliptiques. Stries à peine discernables au MO, radiantes au centre de la valve. Extrémités distale du raphé incurvées, discernables en MO.

Taxons proches: *Adlafia sp2*, *Kobayasiella sp2*

Commentaires: Taxon très peu fréquent et peu abondant.

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

10 µm



Adlafia sp2

ADS2

Influence ultramafique: OUI/~~NON~~

Tadé

TAD12

Coordonnées (WGS84): X= 164,453733/ Y=-20,404517

HER: C

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
ADS2	12,2	3,4	-	1

Diagnose simple: Valves lancéolées à elliptiques, contours ondulés. Extrémités nettement sub-capitées. Stries radiantes à peine discernables, seulement au centre de la valve. Extrémités distales du raphé incurvées, discernables en microscopie optique.

Taxons proches: *Adlafia sp1*, *Kobyasiella sp2*

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

Commentaires: Taxon très peu fréquent et peu abondant.

10 µm



Cocconeis sp01

COC1

Influence ultramafique: Θ U/NON

WA MENAO

MEN11

Coordonnées (WGS84): X= 165,507883/ Y=-21,430783

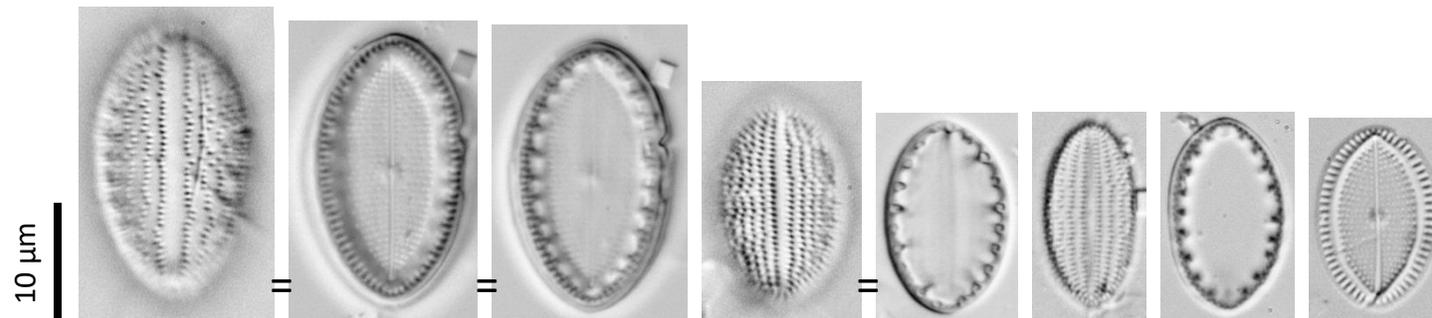
HER: B

Code Taxon	Longueur	Largeur	L/l ratio	Nbr de stries /10 μ m (VR)	Nbr de stries /10 μ m (VSR)	n: nbr de valves mesurées
COC1	16,5-24,3	8,2-14	1,4-2	15-19	17-20	13

Diagnose simple: Frustules hétérovalvaires avec une valve à raphé et une valve sans raphé. Valves elliptiques. La valve à raphé présente un contour ornementé.

Taxons proches: *Cocconeis euglypta* Ehrenberg 1854

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE



Commentaires: Rencontré presque exclusivement sur la Wa Menao, peut être assez abondant (> 20% du peuplement).

Delicata sp03

DEL3

Influence ultramafique: OUI/~~NON~~

AFFLUENT PAPAINDA

APA11

Coordonnées (WGS84): X= 165,021333/ Y=-21,148233

HER: B

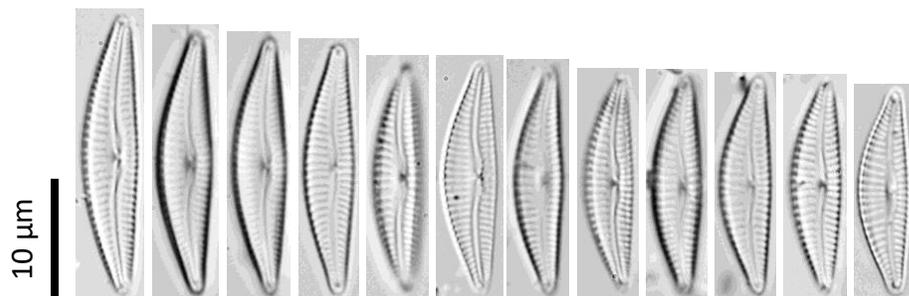
Code Taxon	Longueur	Largeur	Ratio L/l	Nbr de stries /10µm (D)	Nbr de stries /10µm (V)	n: nbr de valves mesurées
DEL3	18-48	4,4-6,7	3,7-7,6	12,5-17	15-20,5	31

Diagnose simple: Valve étroite, asymétrie axiale peu marquée. Valve symétrique dans l'axe transapical. Raphé déplacé vers la face ventrale. Extrémités distales du raphé courbées vers la face dorsale. Absence de stigate et de champs de pore apicaux. Stries plus fortes que chez *Delicata delicatula* et irrégulièrement ondulées.

Taxons proches: *Delicata sp* (Biblioteca Diatomologica 32 Pl 21 Fig 22-24)

Commentaires: Taxon peu abondant (<10% du peuplement). En cours de description comme nouvelle espèce.

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE



Encyonema sp02

EN02

Influence ultramafique: OUI/~~NON~~

WANEBWAYO

WAN13

Coordonnées (WGS84): X= 165,70725/ Y=-21,311267

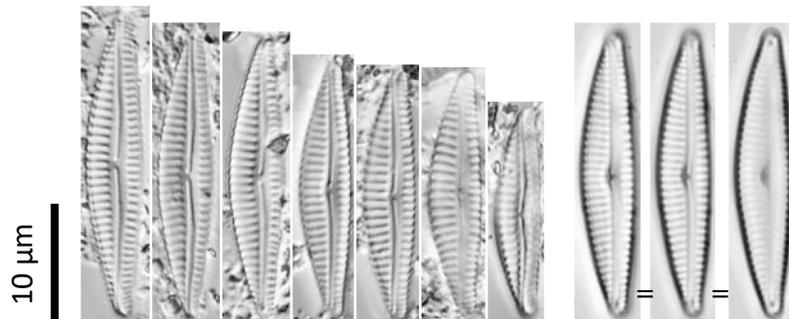
HER: E

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
EN02	18,6-30,6	4,6-5,6	13-14	15

Diagnose simple: Valves lancéolées, face dorsale modérément convexe, face ventrale faiblement convexe. Extrémités légèrement arrondies. Aire axiale étroite. Aire centrale absente. Stries légèrement radiantes au milieu de la valve puis légèrement convergentes aux extrémités.

Taxons proches: *Encyonema neocaledonicum* (Mang.) Kram. var. *leve* Krammer & Lange-Bertalot

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE



Commentaires: Taxon commun et abondant sur certaines stations (>70%). Proche de ENEL mais densité de stries plus faible et largeur plus importante.

Encyonema sp09

EN09

Influence ultramafique: OUI/NON

DOUENCHEUR

DOU31

Coordonnées (WGS84): X= 165,495433/ Y=-21,564583

HER: B

Code Taxon	Longueur	Largeur	Ratio L/l	Nbr de stries /10µm (D)	Nbr de stries /10µm (V)	n: nbr de valves mesurées
EN09	18,3-20,4	4,4-5,1	3,8-4,5	16,9-18	15,8-18	5

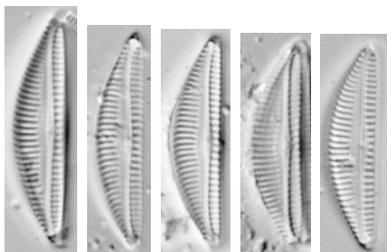
Diagnose simple: Bord ventral de la valve droit. Extrémités arrondies. Aire longitudinale s'évasant légèrement au centre de la valve. Aire centrale absente. Raphé filiforme avec extrémités proximales droite et extrémités distales côté ventral. Stries parallèles.

Taxons proches: *Seminavis sp*

Commentaires: Taxon assez rare mais ubiquiste et très peu abondant (<2% du peuplement).

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

10 µm



Eunotia sp03

EUN3

Influence ultramafique: OUI/NON

TAO

TAO11

Coordonnées (WGS84): X= 164,807117/ Y=-20,559783

HER: F

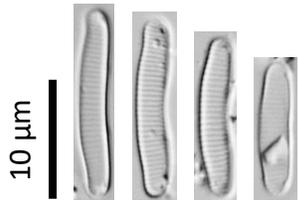
Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
EUN3	11,3-17	2,5-2,9	20-23	4

Diagnose simple: Valve de petite taille, légèrement arquée. Apex subrostré. Stries parallèles à légèrement radiantes vers les apex. Fissures terminales des raphés en crochet.

Taxons proches: *Eunotia nanolusitanica* Lange-Bertalot, M.H. Novais & Ector

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

Commentaires: Taxon très peu fréquent mais peut être relativement abondant (>10% du peuplement)



Eunotia sp04

EUN4

Influence ultramafique: OUI/NON

NOMAC

NOM13

Coordonnées (WGS84): X= 164,091/ Y=-20,205

HER: G

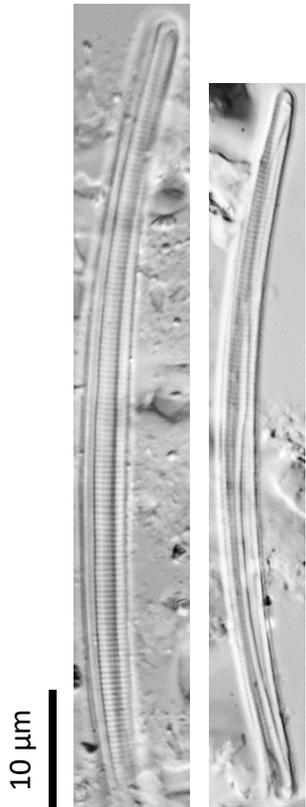
Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
EUN4	64-70	3,3-4	20-22	2

Diagnose simple: Valve assez arquée, étroite et longue. Extrémités peu marquées. Stries parallèles tout le long de la valve.

Taxons proches: *Eunotia bilunaris* (Ehrenberg) Schaarschmidt, *Eunotia ponspendens* Moser Lange-Bertalot & Metzeltin

Commentaires: Taxon très rare, ubiquiste

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE



Gomphonema sp10

GO10

Influence ultramafique: ~~OU~~/NON

DOUENCHEUR

DOU11

Coordonnées (WGS84): X= 165,491667/ Y=-21,450433

HER: B

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
GO10	25,3-26,1	5,5-6,9	10-11	3

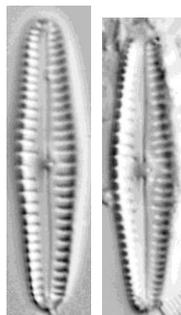
Diagnose simple: Valves lancéolées. Extrémités apicale et podale arrondies. Aire axiale étroite et droite. Aire centrale rectangulaire : Présence d'une strie plus courte côté opposé au stigma. Stries fortes et radiantes. Stries ponctuées.

Taxons proches: Non rapproché à un autre taxon.

Commentaires: Taxon rare, rencontré en faible nombre surtout sur le bassin versant de la Néra.

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

10 µm



Gomphonema sp15

GO15

Influence ultramafique: Θ /NON

TAO

TAO11

Coordonnées (WGS84): X= 164,807117/ Y=-20,559783

HER: F

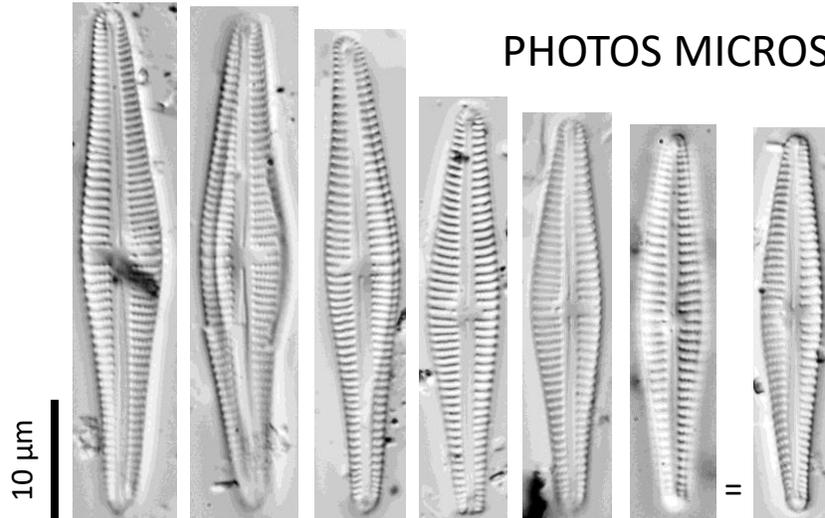
Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10 μ m	n: nbr de valves mesurées
GO15	26,3-46,9	5,7-7,2	12-15	14

Diagnose simple: Valves lancéolées, asymétriques selon l'axe transapical et apical. Extrémités apicale et podale finement arrondies. Aire axiale étroite et droite. Aire centrale rectangulaire : Présence d'une strie plus courte côté opposé au stigma. Stries nettement ponctuées.

Taxons proches: *Gomphonema gracile* Ehrenberg 1938

Commentaires: Taxon rencontré exclusivement sur les rivières du Panié. Principalement sur la Tao où il peut être très abondant (>60% du peuplement). Taxon proche des *Gomphocymbella*.

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE



Gomphonema sp17

GO17

Influence ultramafique: ~~OU~~/NON

TAO

TAO11

Coordonnées (WGS84): X= 164,807117/ Y=-20,559783

HER: F

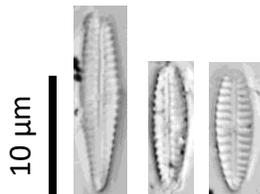
Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
GO17	10,7-20	3,3-4	14-16	10

Diagnose simple: Valve hétéropolaire et lancéolée, de petite taille. Extrémités apicale largement arrondies. Raphé ondulé. Aire centrale réduite : Présence d'une strie plus courte côté opposé au stigma. Stries fortes et radiantés.

Taxons proches: Pas de taxon proche décrit.

Commentaires: Taxon ubiquiste hors terrains ultramafiques, peu abondant.

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE



Gomphonema sp20

GO20

Influence ultramafique: Θ /NON

DIAHOT

DIA11

Coordonnées (WGS84): X= 164,566917/ Y=-20,527133

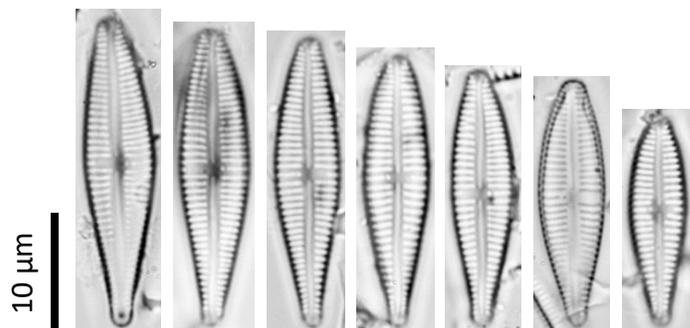
HER: F

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10 μ m	n: nbr de valves mesurées
GO20	19-27,6	5,3-6,6	13,5-17	8

Diagnose simple: Valve hétéropolaire et lancéolée. Apex arrondis. Aire longitudinale étroite et rectiligne. Aire centrale rectangulaire : Présence d'une strie plus courte côté opposé au stigma. Stries bien parallèles à légèrement radiantes aux extrémités.

Taxons proches: *Gomphonema parvulum* (Kützing)
Kützing var. *parvulum f. parvulum*

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE



Commentaires: Taxon rencontré essentiellement sur les rivières du Panié. Peut être assez abondant (>20% du peuplement).

Kobayasiella sp2

KOB2

Influence ultramafique: OUI/NON

Diahot

DIA11

Coordonnées (WGS84): X= 164,566917/ Y=-20,527133

HER:

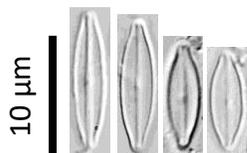
Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
KOB2	8,6-12,7	3-3,4	-	4

Diagnose simple: Valves elliptiques lancéolées. Apex arrondis, subrostrés, Stries quasi indiscernables au microscope optique. Raphé droit, aux extrémités proximales évasées

Taxons proches: *Adlafia sp1*, *Adlafia sp2*

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

Commentaires: Taxon très peu fréquent et peu abondant. Rencontré surtout dans la région du Panié.



Navicula sp07

NA07

Influence ultramafique: ~~OU~~/NON

DOUENCHEUR

DOU31

Coordonnées (WGS84): X= 165,495433/ Y=-21,564583

HER: B

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10µm	n: nbr de valves mesurées
NA07	15,2-17,7	3,5-4,2	14-18	7

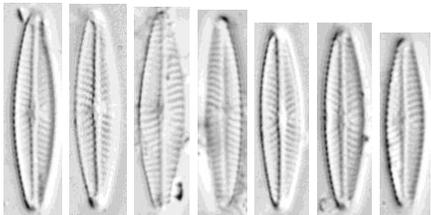
Diagnose simple: Valve petite, lanceolée. Aire centrale absente. Stries radiantes, particulièrement au centre de la valve. Ponctuation discernable.

Taxons proches: *Navicula cruxmeridionalis*
Metzeltin, Lange-Bertalot & Garcia-Rodriguez 2005

Commentaires: Taxon fréquent mais généralement assez peu abondant

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

10 µm



Navicula sp25

NA25

Influence ultramafique: \emptyset /NON

Tadé

TAD13

Coordonnées (WGS84): X= 164,453733/ Y=-20,404517

HER: C

Code Taxon	Longueur	Largeur	Nbr de stries /10 μ m	n: nbr de valves mesurées
NA25	45-55,3	8-8,9	11-12	3

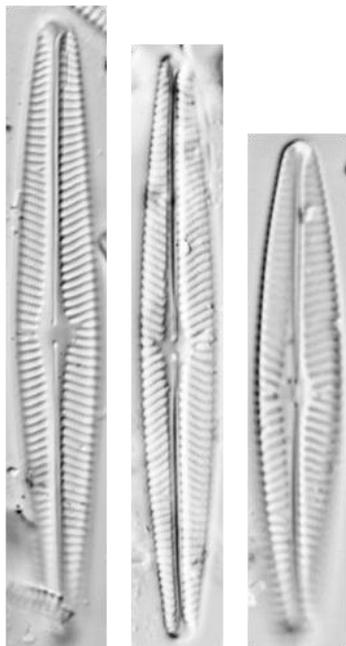
Diagnose simple: Grandes valves linéaires, apex arrondis, aire longitudinale étroite et rectiligne. Aire centrale asymétrique. Raphé droit aux terminaisons proximales en goutte d'eau courbant du même côté, et aux terminaisons distales en crochet recourbées du côté opposé. Stries radiant, devenant convergentes aux extrémités. Linéoles discernables au MO.

Taxons proches: *Navicula melanesica* Lange-Bertalot & Steindorf, *Navicula feuerbornii* Hustedt

Commentaires: Très proche de NMES, d'abord séparé car NMES semblait plutôt inféodé aux substrats UM, il se pourrait que le taxon soit ubiquiste quant au substrat. Assez rare (rencontré sur 6 stations) et peu abondant (<5 % du peuplement).

PHOTOS MICROSCOPE OPTIQUE

10 μ m





Document
téléchargeable sur
www.davar.gouv.nc
www.oeil.nc
www.cnrtn.nc



Photos © Julien Marquité

Ceci est la version 2 du guide méthodologique, mise à jour en 2022.
La version 1 de 2018 reste disponible sur demande.