

Observatoires transfrontaliers des changements globaux et de leur impact sur la biodiversité

Étude menée dans le cadre de l'action 3.4 du Projet Simple GEBIODIV (PITEM BIODIVALP) "*Gérer les réservoirs de biodiversité en articulant les modes de gestion des espaces protégés alpins*", dans le cadre du programme de coopération transfrontalière franco-italien
INTERREG-ALCOTRA 2014-2020

Ce projet bénéficie de financements européens dans le cadre de l'ALCOTRA 2014-2020.

ANNEXES

Protocoles sur les LACS D'ALTITUDE

Janvier 2021

Sommaire

Protocoles menés sur les lacs du Grand Paradis et Mont Avic 3

1. Fréquence d'échantillonnage 3
2. Propriétés abiotiques 3
3. Indicateurs biologiques 4
4. Références 6

Protocoles menés sur les lacs des Alpi Cozie 8

1. Objectifs 8
2. Topographie et bathymétrie 8
3. Sélection des sites 9
4. Paramètres physico-chimiques, azote et phosphore 9
5. Macro-invertébrés 10
6. Poissons 11
7. Références 12

Protocoles menés sur les lacs français – Lacs sentinelles 14

1. La transparence de l'eau 14
2. Phytoplancton 15
3. Zooplancton 17
4. Chlorophylle-A 18
5. Chimie 19
6. Suivi thermique du lac 23
7. Suivi thermique et oxygénation du lac 25

Protocoles menés sur les lacs du Grand Paradis et Mont Avic

Rédaction : Rocco Tiberti

Traduction : Maria Daubrée

Méthodes d'échantillonnage et d'analyse pour les lacs alpins italiens

Zone d'étude

Parc National du Grand Paradis, Parc Naturel du Mont Avic et zones environnantes.

1. FREQUENCE D'ÉCHANTILLONNAGE

La campagne d'échantillonnage sur les lacs en Italie prévoit deux types d'enquête :

- Des suivis à long terme. De 2006 à aujourd'hui, pendant la saison libre de glace, sur 12 lacs du Parc National du Grand Paradis. Ces lacs sont échantillonnés tous les ans. La fréquence d'échantillonnage varie en fonction des ressources disponibles et des objectifs spécifiques du suivi - de 1 à 8 échantillonnages par an. Normalement, deux échantillons sont disponibles par an, le premier étant récolté peu après la disparition de la couverture de glace, et le second sur la fin de l'été (août-septembre) pour recueillir des informations sur la dynamique saisonnière des propriétés physiques, chimiques et biologiques des lacs. Si, du fait de ressources insuffisantes, un seul échantillon est disponible, celui-ci est récolté à la fin de l'été (août-septembre).
- Suivis extensifs. Un plus grand nombre de lacs (50 environ) a été échantillonné depuis 2006 avec une fréquence irrégulière ou une seule fois, pour obtenir des informations écologiques sur une échelle spatiale significative.

La fréquence d'échantillonnage peut également varier en fonction des secteurs écologiques pris en considération. Par exemple, les variables morphologiques sont mesurées une seule fois et considérées comme étant constantes au fil du temps ; les échantillonnages des communautés ichtyologiques peuvent être réalisés moins souvent car la variabilité interannuelle et saisonnière des populations est probablement réduite.

2. PROPRIETES ABIOTIQUES

Morphologie des lacs. On dispose d'un relevé à basse résolution de la bathymétrie des lacs pour la plupart des lacs échantillonnés. La bathymétrie est relevée une seule fois (normalement à l'occasion du premier échantillonnage). Le relevé bathymétrique est réalisé quand le niveau hydrométrique est à son maximum. Il se fait en mesurant la profondeur avec une corde métrée en différents points de la surface du lac. Les coordonnées des points sont enregistrées avec un appareil GPS. Les points de mesure couvrent toute la surface du lac avec une distribution homogène. Pour les zones du lac qui présentent une topographie accidentée, la densité de points devra être supérieure. Normalement, quelques dizaines/centaines de points suffisent à décrire la topographie du lac. Le relevé bathymétrique permet de calculer la profondeur maximale, moyenne et relative, et le volume du lac. La surface et le périmètre sont mesurés avec des analyses d'images satellite. Pour davantage de détails, Cf. *Tiberti et al. (2019a)*

Température : La température superficielle de l'eau a été mesurée en plongeant un thermomètre directement dans le lac au niveau de sa zone la plus profonde. Pour certains, lacs une sonde thermique a été utilisée pour établir un profil vertical de température. Pour certains lacs, la dynamique saisonnière de température a été décrite en employant des capteurs thermiques plongés à une profondeur de 3 m et avec une fréquence de mesure de 12 h (deux mesures/jour : à 07h00 et à 19h00).

Transparence de l'eau : au niveau de la zone la plus profonde du lac, des profils verticaux d'intensité lumineuse ont été réalisés en mesurant l'intensité du Rayonnement Photosynthétique Actif (Photosynthetically Active Radiation; PAR, 400–700 nm) de 1 cm sous la surface du lac jusqu'au fond du lac par intervalles de 1 m ou 0.5 m (0.5 m dans les lacs ayant une profondeur de moins de 4 m), en utilisant un photomètre LI-COR LI-250 avec un capteur imperméable. Les intensités lumineuses aux différentes profondeurs ont été transformées en pourcentages, en supposant que le rayonnement superficiel correspond à 100%. Le coefficient d'atténuation verticale (k) a été estimé en adaptant une courbe exponentielle aux données de rayonnement en pourcentage. Les profils de luminosité ont été mesurés dans des conditions d'éclairage constantes (en pleine lumière solaire, ou dans des conditions de nuages constants, en évitant les brusques changements de luminosité dus, par exemple, à des passages de nuages). Pour plus d'informations, cf. *Tiberti et al. (2014)*

Chimie des eaux : un échantillon de 1 L d'eau a été prélevé au niveau de la zone la plus profonde du lac, en utilisant une bouteille horizontale de type Van Dorn et en mélangeant des parts égales d'eau prélevée à différentes profondeurs (i.e., échantillon intégré). Pour les lacs peu profonds (< 10 m), 3 prélèvements ont été réalisés à proximité du fond, au milieu de la colonne d'eau et en surface ; pour les lacs plus profonds, 5 prélèvements d'eau sont effectués, au niveau du fond, en surface et à 3 profondeurs intermédiaires. Les échantillons ont été conservés dans l'obscurité à 4 °C et analysés dans les 7 jours suivant les procédures standard indiquées par REF. Les analyses chimiques effectuées sont le Phosphore Total (TP, par spectrophotométrie UV-VIS; Valderrama, 1981) ; l'azote total (TN) et le carbone organique total (TOC) (combustion catalytique ; APHA, 2005); pH, conductibilité électrique, alcalinité totale (titrage acidimétrique, méthode de Gran). Pour plus d'informations, cf. *Tiberti et al. (2019a)*

3. INDICATEURS BIOLOGIQUES

Chlorophylle-a : la concentration en chlorophylle-a a été mesurée en utilisant des échantillons de 1 ou 2 L prélevés suivant la même méthode d'échantillonnage et de conservation que l'échantillon employé pour analyser les propriétés chimiques. La concentration en chlorophylle a été mesurée avec un spectrofluorimètre FluoroProbe™, bbe-Moldaenke. Pour plus d'informations, cf. *Tiberti et al. (2014)*

Zooplankton : Le zooplankton pélagique a été échantillonné en utilisant un filet conique de type Apstein (diamètre 40 cm, largeur des mailles 50 µm). L'échantillon a été prélevé au niveau du point le plus profond du lac en tirant lentement (0.2 m s⁻¹ environ) le filet à la verticale, du fond vers la surface du lac. L'échantillon a été fixé avec de l'éthanol à 70% directement sur le terrain. Le biovolume total de l'échantillon a été mesuré avec des cônes de décantation gradués (cônes Imhoff). Les échantillons ont été analysés selon Edmondson and Winberg (1971) : les échantillons ont été concentrés dans un volume connu d'eau et 3 à 5 sous-échantillons (volume de 0.05 à 1 mL) ont été prélevés avec une pipette automatique à large cône ; les organismes du zooplankton ont été identifiés et recensés en utilisant une chambre de comptage fermée et un microscope binoculaire (Olympus CH-BI45-3) à 40-400× afin d'obtenir les données de la densité. Lorsque certains taxons étaient beaucoup plus abondants que d'autres (normalement, certaines espèces communes de rotifères), les taxons à haute et basse densité ont été comptés à différentes dilutions. Les crustacés et les rotifères planctoniques ont été identifiés au niveau des espèces suivant Alonso (1996), Stella (1984), Krajíček et al. (2016), et Braioni e Gelmini (1983). Des niveaux taxonomiques moins précis ont été utilisés pour indiquer un groupe (gr.) d'espèces ou des genres entiers, quand les organismes présentent une taxonomie incertaine (i.e. *Keratella gr. quadrata*) ou quand la détermination spécifique était impossible (par exemple à cause des déformations corporelles provoquées par le liquide de conservation, e.g., *Synchaeta sp.*).

La distribution des tailles des communautés zooplanktoniques et de chaque taxon identifié a été décrite en mesurant les exemplaires avec une loupe micrométrique montée dans l'oculaire du microscope. La distribution des tailles de la communauté du zooplankton a été décrite, en général, en mesurant les 300 premiers exemplaires trouvés dans l'échantillon (le nombre de spécimens mesuré peut cependant changer

en fonction de la composition et de la densité de la communauté, et être < de 300 quand la communauté présente une densité très basse ou arriver à 5000 quand la communauté est dominée par de petits rotifères très abondants). Des mesures supplémentaires ont été réalisées pour décrire la distribution des tailles de chaque taxon de zooplancton. Le nombre d'individus recensé par taxon varie en fonction de leur abondance dans l'échantillon.

Les mesures de longueur ont été converties en biomasse sèche sur la base de rapports longueur-masse (Tableau 1). Toutefois, pour certains rotifères avec une variabilité de taille limitée (*Keratellacochlearis* Gosso, 1851, *Polyarthra gr. vulgaris-dolichoptera*, *Notholcasquamula* Müller, 1786, *Notholcalabis* Gosse, 1887, *Lecane gr. lunaris*, *Lecane gr. luna*, *Ascomorphasp.*, *Cephalobdella* sp.), des masses individuelles standard proposées par Ejsmont-Karabin (1998) ont été utilisées ; ce sont des biomasses humides et elles ont été converties en biomasse sèche en utilisant un facteur de conversion de 0.1 (Pace and Orcutt, 1981).

La biomasse moyenne de chaque taxon zooplanctonique a été multipliée par sa densité pour obtenir des mesures de biomasse par mètre cube.

Tableau 1 Rapports longueur-biomasse (W en µg) et biomasses individuelles standard utilisés pour calculer les biomasses zooplanctoniques. L₁ : longueur individuelle en µm; L₂: longueur individuelle en mm; Références : [1]: Dumont et al. (1975); [2]: Ejsmont-Karabin (1998); [3]: Ruttner-Kolisko, (1977).

Taxon	Equation	SIW	Taxon de reference de la littérature	Réf.
Crustacés				
<i>Acropaerusharpae</i>	$W = 9.05 \times 10^{-3} \times (L_1)^{0.85}$		<i>Acropaerusharpae</i>	[1]
<i>Alona</i> sp.	$W = 15.92 \times (L_2)^{3.84}$		<i>Alona</i> sp.	[1]
<i>Arctodiaptomusalpinus</i>	$W = 7.70 \times (L_2)^{2.33}$		<i>Arctodiaptomussp.</i>	[1]
<i>Chydorus</i> sp.	$W = 89.43 \times (L_2)^{4.08}$		<i>Chydorussphaericus</i>	[1]
<i>Cyclopsabyssorumand</i> <i>Eucyclopserrulatus</i>	$W = 2.20 \times 10^{-8} \times (L_1)^{2.82}$		Cycopoids pooled equation	[1]
<i>Daphnialongispina</i> and <i>Daphnia pulex</i>	$W = 1.50 \times 10^{-8} \times (L_1)^{2.84}$		<i>Daphnia</i> sp. pooled equation	[1]
All copepod nauplii	$W = 1.10 \times 10^{-5} \times (L_1)^{1.89}$		Nauplii pooled equation	[1]
<i>Scapholeberismucronata</i>	$W = 8.9 \times 10^{-8} \times (L_1)^{2.7}$		<i>Scapholeberismucronata</i>	[1]
Rotatoria				
<i>Ascomorpha</i> sp.		W = 0.0393	<i>Ascomorpha ecaudis</i>	[2]
<i>Cephalobdella</i> sp.		W = 0.0250	<i>Cephalobdella catellina</i>	[2]
<i>Euchlanis</i> sp.	$W = 0.1 \times (L_2^3) \times 50$		<i>Euchlanis gr. dilatata-parva</i>	[3]
<i>Hexarthra bulgarica</i>	$W = 0.13 \times 10^2 \times (L_2)^3$		<i>Hexarthra</i> sp.	[3]
<i>Kertella gr. quadrata</i>		W = 0.0444	<i>Keratellahyemalis</i>	[2]
<i>Keratellacochlearis</i>		W = 0.0155	<i>Keratellacochlearis</i>	[2]
<i>Lecane gr. luna</i>		W = 0.0515	<i>Lecane luna</i>	[2]
<i>Lecane gr. lunaris</i>		W = 0.0254	<i>Lecanelunaris</i>	[2]
<i>Notholcalabis</i>		W = 0.0339	<i>Notholcalabis</i>	[2]
<i>Notholcasquamula</i>		W = 0.0303	<i>Notholcasquamula</i>	[2]
<i>Polyarthragr. vulgaris-dolichoptera</i>		W = 0.0421	<i>Polyarthradolichoptera</i>	[2]
<i>Synchaeta</i> sp.	$W = 0.10 \times 10^2 \times (L_2)^3$		<i>Synchaeta</i> sp.	[3]

Pour plus d'informations, cf. *Tiberti et al. (2019b)*

Macro-invertébrés du littoral : des échantillons semi-quantitatifs de macro-invertébrés du littoral ont été récoltés dans tous les habitats accessibles depuis les berges du lac. 3 micro-habitats ont été identifiés en fonction de la granulométrie du substrat : berges sablonneuses (diamètre des sédiments < 2 mm), berges gravillonneuses (2 mm ≤ diamètre des sédiments < 64 mm), et berges rocheuses (≥ 64 mm). Pour chacun de ces micro-habitats, 10 maillages standards ont été réalisés avec un filet standard pour zoobenthos (embouchure 25 x 20 cm ; maille 0.5 mm) sur environ 1 mètre pour chaque maillage, suivant Knapp et al (2001). Si un micro-habitat était absent ou inaccessible, les maillages manquants ont été équitablement répartis entre les autres micro-habitats. Les macro-invertébrés benthiques ont été séparés du sédiment directement sur le terrain et conservés dans de l'éthanol à 70%. Les macro-invertébrés ont été reconnus au niveau famille-genre en laboratoire suivant Campaioli et al., (1994) à l'aide d'un stéréomicroscope. Pour plus d'informations, cf. *Tiberti et al. (2019b)*

Amphibiens : les amphibiens présents dans les lacs examinés ont été suivis en évitant de manipuler ou de capturer les animaux, car cela peut impacter leur état de santé et faciliter la transmission de pathologies. La présence et l'abondance d'œufs, de larves et d'adultes a été vérifiée par des Visual Encounter Surveys (VES) (Crump and Scott, 1994), en marchant sur tout le périmètre du lac et en prenant note de ce que l'on observe. Pour plus d'informations, cf. *Tiberti et al. (2019b)*.

Poissons : la présence de la faune ichtyologique a été suivie pendant les mêmes Visual Encounter Surveys que les amphibiens, en prenant note de la présence et de l'abondance des poissons présents. Dans la mesure du possible, les poissons ont été identifiés au niveau espèce, mais le VES ne permet généralement qu'une détermination au niveau famille, i.e. Salmonidés ou Cyprinidés. Les salmonidés sont normalement présents avec une densité compatible avec un comptage des individus ; l'abondance relative des salmonidés a donc été estimée en comptant tous les exemplaires observés. Quant aux cyprinidés, ils peuvent parfois atteindre des densités extrêmement considérables et ont été subdivisés en plusieurs catégories d'abondance : 0 (aucun cyprinidé observé), 1 (1-10 cyprinidés), 2 (11-100 cyprinidés), 3 (101-1000 cyprinidés), 4 (1001-10000 cyprinidés), 5 (>10000 cyprinidés). Pour l'identification des espèces présentes dans les lacs et pour une description plus détaillée de leur abondance, une méthode de capture passive a été employée. Filets maillants (Multi-mesh gillnets) pour les salmonidés et nasses (fyke nets) pour les cyprinidés. Cf. *Tiberti et al. (2020)* pour plus d'informations. La variabilité interannuelle et saisonnière réduite des populations ichtyologiques permettent une moindre fréquence d'échantillonnage

4. RÉFÉRENCES

- Alonso M. 1996. Crustacea, Branchiopoda. Fauna Iberica, Vol. 7. Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Madrid, Spain.
- APHA. 2005. Standard Methods for the examination of water and wastewater (Method 4110 B). American Public Health Association, Washington DC, USA.
- Bernini F, Razzetti E. 2006. *Rana temporaria*. In: Sindaco R, Doria G, Razzetti E, Bernini F. (eds). Atlas of Italian amphibians and reptiles. Edizioni Polistampa, Firenze, Italy: pp. 362-367.
- Braioni MG, Gelmini D. 1983. Guide per il riconoscimento delle specie animali delle acque interne italiane No 23. Rotiferi Monogononti (Rotatoria: Monogononta). Consiglio Nazionale delle Ricerche, Roma, Italy.
- Campaioli S, Ghetti PF, Minelli A. 1994. Manuale per il riconoscimento dei macroinvertebrati delle acque dolci italiane. Provincia autonoma di Trento, Trento, Italy.
- Crouch WB, Paton PWC. 2000. Using egg-mass counts to monitor wood frog populations. Wildlife Society Bulletin 28:895-901.
- Crump, M.L., Scott, N.J. (1994): Visual encounter surveys. In: Heyer WR, Donnelly MA, McDiarmid RW, Hayek LC, Foster MS (eds). Measuring and monitoring biological diversity: Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press, Washington, USA: pp. 84- 92.
- Dumont HJ, Van de Velde I, Dumont S. 1975. The dry weight estimate of biomass in a selection of Cladocera, Copepoda and Rotifera from the plankton, periphyton and benthos of continental waters. Oecologia 19:75-97.
- Edmondson WT, Winberg GG. 1971. A Manual on Methods for the Assessment of Secondary Productivity in fresh Waters. Blackwell Scientific Publications, Oxford, UK.
- Ejsmont-Karabin J. 1998. Empirical equations for biomass calculation of planktonic rotifers. *PolskieArchiwumHydrobiologii/Polish Archives of Hydrobiology* 45:513-522.
- Knapp RA, Matthews KR, Sarnelle O. 2001. Resistance and resilience of alpine lake fauna to fish introductions. Ecological Monographs 71:401-421.
- Krajíček M, Fott J, Miracle MR, VenturaM, Sommaruga R, Kirschner P, Černý M. 2016. The genus *Cyclops* (Copepoda, Cyclopoida) in Europe. *Zoologica Scripta*, 45:671-682.
- Lanza B, Andreone F, Bologna MA, Corti C, Razzetti E. 2007. Fauna d'Italia, Amphibia. Calderini, Bologna, Italy.
- Ruttner-Kolisko A. 1977. Suggestions for biomass calculations of plankton rotifers. *Archiv für Hydrobiologie-Beiheft Ergebnisse der Limnologie* 8:71-76.
- Stella E. 1984. Fauna d'Italia. Copepoda: Calanoida (d'eau douce). Edizioni Calderoni Bologna, Bologna, Italy.

- Tiberti R**, M Rogora, G Tartari, C Callieri. 2014. Ecological impact of transhumance on the trophic state of alpine lakes in Gran Paradiso National Park. *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems*, 415: 05.
- Tiberti R**, L Nelli, G Tartari, E Wienckowski, A Marchetto, M Rogora. 2019a. Multi-year trends and determinants of the hydrochemistry of high mountain lakes from the western Italian Alps. *Aquatic Sciences*, 81:54.
- Tiberti R**, G Bogliani, S Brighenti, R Iacobuzio, K Liautaud, M Rolla, A von Hardenberg, B Bassano. 2019b. Recovery of high mountain Alpine lakes after the eradication of introduced brook trout *Salvelinus fontinalis* using non-chemical methods. *Biological Invasions* 21:875-894.
- Valderrama JC. 1981. The simultaneous analysis of total nitrogen and total phosphorus in natural waters. *Marine Chemistry* 10:109–122.

Protocoles menés sur les lacs des Alpi Cozie

Rédaction : Paolo Pastorino

Traduction : Raffaella Napoleoni

Projet ALPLA - ALPine LAkes, indicateur des changements globaux – mené sur les lacs de Balma (Alpi Cozie)

Partenaires :

- Istituto Zooprofilattico Sperimentale del Piemonte, Liguria e Valle d'Aosta - Coordinator
- Università di Trieste, Dipartimento di Scienze della Vita
- Ente di Gestione delle Aree Protette delle Alpi Cozie
- Geostudio RC
- Club Alpino Italiano – Coazze (TO)

1. OBJECTIFS

1. obtenir des cartes topographiques et bathymétriques des lacs en utilisant les nouvelles technologies (drones) ;
2. caractériser l'hydrochimie des lacs pour obtenir des informations sur les concentrations en nutriments et l'état trophique ;
3. caractériser les macroinvertébrés car ce sont des composants biologiques typiques des lacs alpins et largement utilisés pour évaluer l'état écologique de l'eau douce ;
4. étudier les changements dans la composition des communautés des chironomes au fil du temps sur la base d'une analyse paléolimnologique ;
5. caractériser les communautés de poissons, en obtenant des informations sur leur état biologique et sanitaire.

2. TOPOGRAPHIE ET BATHYMETRIE

La première étape était de choisir la zone et de planifier le survol du drone. Les principaux paramètres étaient i) la hauteur de vol, ii) la vitesse, iii) le chevauchement entre les images et par conséquent iv) la position au moment de la prise pour chaque image. Une planification a également été faite pour la trajectoire de navigation du drone sur l'eau en identifiant les points de passage et la fréquence d'acquisition des données de profondeur.

La deuxième étape a été les relevés sur le terrain :

1. l'acquisition des photos par drone (UAV)
2. le relevé bathymétrique par un drone sur l'eau
3. le relevé topographique (relevé global et Global Navigation Satellite System - GNSS) pour supporter et regrouper les différentes acquisitions.

Pour l'acquisition photo, huit cibles croisées ont été positionnées sur le terrain autour des lacs afin de couvrir toutes les zones. L'utilisation de cibles est obligatoire afin de limiter l'acquisition photo et d'éviter les déformations géométriques incontrôlées, et pour mettre le MNT à l'échelle. Le réseau a été mesuré avec une station globale (LeicaTS15) afin d'obtenir une précision globale < 1 cm sur la détermination du positionnement des points dans un système de référence local. Une acquisition GNSS supplémentaire a été effectuée pour géoréférencer la zone dans le système de coordonnées cartographiques (Gauss Boaga) en

utilisant 3 points autour des lacs afin de matérialiser un triangle contenant toutes les autres mesures à l'intérieur. Le vol du drone a été planifié afin d'obtenir une distance moyenne d'échantillonnage au sol de 2 cm et un chevauchement moyen de 80 %. Le vol a été contrôlé manuellement par l'opérateur.

Une station d'acquisition a également permis d'enregistrer les données bathymétriques afin de mesurer la position 3D du drone à chaque mesure de profondeur acquise. La station a été utilisée en mode « tracking » suivant un prisme Leica de 360°. Le prisme a été monté sur le drone verticalement par rapport à la tête du sonar à une distance calibrée de 455 mm. Pour les mesures de la profondeur de l'eau, environ 300 points ont été collectés, matérialisant une grille virtuelle de points acquis d'environ 5x5 mètres.

3. SELECTION DES SITES

Afin de caractériser l'hydrochimie et les compartiments biologiques, cinq sites du littoral ont été sélectionnés sur chaque lac. Le choix des sites était fait en marchant le long du lac et en identifiant des zones (de profondeur 25 à 60 cm) avec différents habitats (selon le substrat) ainsi que les zones de tributaires et d'exutoires.

Trois sites étaient choisis pour des prélèvements en profondeur, en se basant sur la bathymétrie et la granulométrie du substrat (sable et boue)

4. PARAMETRES PHYSICO-CHIMIQUES, AZOTE ET PHOSPHORE

Paramètres physico-chimiques de l'eau, Analyses du carbone organique total (COT) et de l'azote total (TN)

Durant l'été et l'automne, les principaux paramètres physico-chimiques et nutriments étaient suivis sur chaque site d'échantillonnage (littoral et fond du lac). La température de l'eau (°C), l'oxygène dissous (mg/l), la saturation en O₂ (%), la conductivité (µS/cm) et le pH étaient enregistrés avec différents capteurs (HI 9033 conductivity meter, HI 9125 pH/ORP meter, HI 9147 oximeter, Hanna Instruments Inc. Woonsocket, RI, USA). Pour les sites au fond du lac, la profondeur et la transparence étaient également mesurés avec une corde graduée et un disque de Secchi. Les échantillons d'eau collectés dans des contenants stériles (sans inclure de particules de sédiments) sont ensuite amenés au laboratoire pour des analyses. Un photomètre de laboratoire est utilisé pour mesurer les concentrations en NH₄⁺ (mg/L), NO₃⁻ (mg/L), and PO₄³⁻ (mg/L) (HI 83200-02 (Hanna Instruments Inc.). Les concentrations en NO₃⁻ (mg/L) sont obtenues en mesurant l'absorbance à 525nm via la méthode de réduction au cadmium (APHA et al., 1998); pour NH₄⁺ (mg L⁻¹) l'absorbance à 420 nm (ASTM, 2015) avec une adaptation de la méthode Nessler; pour PO₄³⁻ (mg/L) la mesure de l'absorbance à 610 nm avec une adaptation de la méthode avec acide ascorbique (APHA et al., 1998).

Les analyses ont été menées avec un spectrophotomètre multi-paramètres (HI83200-02, Hanna Instruments Inc.) et trois répliques ont été faites pour chaque paramètre.

Les sédiments de surface (0-2cm) étaient collectés sur chaque site du littoral et du fond du lac pour mesurer le carbone organique total (%) et l'azote total (%). Pour les analyses, 15mg d'échantillons étaient mis en poudre manuellement avec un pilon en agate et séchés au four à 105°C pendant 24h. Les échantillons étaient acidifiés au HCl, en augmentant la concentration jusqu'à 18 %, puis une chromatographie était menée avec un analyseur CHN Analyzer (model ECS 4010 CHNSO, Costech Analytical Technologies Inc., Valencia, CA, U.S.A) (Hedges and Stern, 1984).

Prélèvements de carottes de sédiments et analyses du COT et TN

Une campagne de prélèvement de carotte a été menée dans chaque lac en utilisant un foreur type Kajak de 50mm (Kajak et al., 1965 ; Renberg, 1991; Brooks et al., 2007). L'échantillon placé dans un tube, était amené au laboratoire puis stocké à 4°C pour des analyses ultérieures. Des sous-échantillons ont été obtenus en coupant des sections transversales de 2cm afin d'identifier les capsules des chironomes. L'épaisseur de la section a été choisie afin d'obtenir des échantillons compatibles avec les analyses mais avec un volume

minimum de sédiments humides de 30cm³, comme indiqué pour les lacs de montagne du fait de leur fort taux de sédimentation (Heiri and Lotter, 2003; Heiri et al., 2003; Brooks et al., 2007). Le COT et le TN ont également été mesurés dans les sections de carottes pour les deux lacs.

Datation des échantillons de sédiments

Des analyses au carbone 14 : AMC 14^C ont été menées sur les échantillons de sédiments au Poznan Radiocarbon Laboratory (Poznan, Poland). La datation a pu être menée car aucun reste végétal n'a été trouvé dans les carottes. En plus de la datation au carbone 14, la datation des sédiments a été étudiée en utilisant d'autres données. En particulier, les concentrations en plomb total (208Pb) dans les sections de carottes ont été déterminées par Inductively Coupled Plasma - Mass Spectrometry (ICP-MS). Suite à une adaptation de la méthode EPA 3052, les échantillons séchés ont été pulvérisés manuellement à l'aide d'un pilon en agate. Ensuite, des aliquotes de 0,300 g ont été solubilisées avec un mélange de 5 ml d'acide nitrique (69 %) et de 1 ml de peroxyde d'hydrogène (30 %) et soumises à des micro-ondes pendant 55 minutes à l'aide d'un système de réaction Multiwave PRO Anton Paar (Anton Paar, Graz, Autriche). Les échantillons ont ensuite été centrifugés pour éliminer les résidus, transférés dans des flacons et remplis avec de l'eau MilliQ (25 ml de volume final). Les échantillons ont été dilués à 1:20 et analysés par ICP-MS NEXION 350X (Perkin Elmer, Waltham, Massachusetts, USA). Les concentrations de plomb ont été déterminées à l'aide de la méthode de la courbe d'étalonnage obtenue par l'analyse de cinq solutions standard (plage de 0 à 100 ppb). Le modèle de profondeur d'âge pour chaque lac a été obtenu à l'aide du logiciel RStudio Clam 2.3.2 (Blaauw, 2010) par une fonction d'interpolation lisse, en utilisant les dates AMS 14C et le pic de plomb total.

5. MACRO-INVERTEBRES

Communautés actuelles

Les prélèvements de macroinvertébrés ont été menés durant deux campagnes : une en été et l'autre à l'automne (car les lacs sont accessibles à ces périodes, généralement de juin à novembre). Le but est d'étudier les communautés macrobenthiques lorsque l'abondance et la biomasse des organismes sont élevées (Fjellheim et al., 2000, 2009). L'utilisation d'un filet Surber (maille de 250 µm; zone de 0.1 m²) a été menée sur les 5 sites du littoral (25 à 60 cm de profondeur) et 3 sous-échantillons ont été collectés sur chaque site dans différents microhabitats et au niveau des tributaires et exutoires (Boggero et al., 2014; Dumnicka et al., 2015). Un seul échantillon des zones de fond du lac a été collecté avec une benne à sédiment Van Veen (2L, surface d'échantillonnage : 260cm²) puis tamisé à travers un filet d'un maillage de 250 µm (Boggero et al., 2014).

Pour normaliser la procédure d'échantillonnage, tous les substrats ont été mélangés pendant au moins 2 min (Fjellheim et al., 2009). Après le prélèvement, les échantillons littoraux et du fond du lac ont été stockés *in situ* avec une solution d'éthanol à 70 % et apportés au laboratoire. Les organismes ont été comptés et déterminés, si possible au niveau de l'espèce, à l'aide de clés dichotomiques.

Les préparations microscopiques des diptères chironomes ont été réalisées afin que la tête de chaque larve soit séparée du corps en positionnant la tête ventrale et le corps dorsal ; l'échantillon a été disséqué au stéréomicroscope pour éviter d'endommager les spécimens et à l'aide d'aiguilles de dissection (Lencioni et al., 2007). Les lames ont été préparées à l'aide d'une technique de conservation semi-permanente impliquant l'utilisation du liquide de Faure. Les lames ont été analysées par microscopie optique à transmission à des grossissements de x60 à x100. Les préparations microscopiques d'Oligochètes ont été mises en place en montant les spécimens sur des lames temporaires et en appliquant une goutte d'eau distillée pour les identifier au microscope optique.

Identification des capsules de tête de chironomes

L'extraction de la capsule de tête (HC) de la carotte de sédiments a été réalisée en suivant les indications rapportées par Lang et al. (2003) et Brooks et al. (2007). Les échantillons ont été séparés dans de l'eau

distillée chauffée à 40°C pendant 20 min, puis tamisés à l'aide d'un tamis de 100 µm. Les résidus de tamisage ont ensuite été triés, et les HC des chironomes ont été extraits au stéréomicroscope (grossissement d'au moins x 25). Les échantillons ont été traités de manière à obtenir au moins 100 HC pour chaque section, afin de produire des résultats statistiques significatifs (Brooks et al., 2007). Les HC ont ensuite été progressivement déshydratés dans de l'éthanol à 80% et 100% (5 min pour chaque étape) et montés sur des lames de microscope, côté ventral vers le haut, dans de l'essence d'Euparal.

Les HC ont été identifiés au niveau du genre ou de l'espèce (si possible) à l'aide d'un microscope optique à un grossissement de x60 à x100. Pour chaque section de la carotte, trois sous-échantillons ont été pris en compte afin d'effectuer des analyses statistiques, chaque sous-échantillon contenant un nombre de HC supérieur à la valeur minimale (n>50) pour les échantillons représentatifs (Brooks et al., 2007).

6. POISSONS

Une campagne de prélèvement de poissons a été menée en été sur chaque lac en suivant le protocole Lake Fish Index (Volta, 2009). Le protocole a été élaboré à partir d'une méthode normalisée d'échantillonnage des poissons dans les lacs européens EN 14757:2005 (CEN, 2005) qui exige l'utilisation de filets maillants benthiques et pélagiques en fonction de la typologie, de la surface et de la profondeur du lac. Les filets maillants benthiques mesuraient 30 m de long et 1,5 m de haut (surface totale : 45 m²) et étaient composés de 12 panneaux (2,5 m de long) à maillage variable, de 5 à 55 mm. Les filets maillants pélagiques mesuraient 27,5 m de long et 6 m de haut (165 m²) et comportaient la même séquence de panneaux que les filets maillants benthiques, mais sans le panneau 5 (11 panneaux au total). Le placement des filets maillants était basé sur le profil bathymétrique du lac. Dans la zone peu profonde, seuls des filets maillants benthiques ont été utilisés, tandis que dans la zone plus profonde, des filets maillants pélagiques et benthiques ont été placés. Les filets maillants ont été placés à 18 heures et récupérés 12 heures plus tard. L'échantillonnage des poissons a été effectué avec l'autorisation des autorités compétentes, comme l'exige la législation locale.

Analyse des contenus stomacaux

Une analyse du contenu des estomacs des ombles de fontaine a été effectuée pour obtenir des informations sur leurs régimes alimentaires et leurs préférences en matière d'alimentation. Les estomacs ont été échantillonnés, conservés dans de l'alcool à 70 %, puis identifiés en laboratoire à l'aide d'un stéréomicroscope et d'un microscope optique. Nous avons identifié les proies ingérées au niveau de l'ordre ou de la famille, car une identification plus précise était souvent impossible en raison de l'état de digestion des proies. Afin de décrire le régime alimentaire, la fréquence d'occurrence (Fi) a été calculée pour les proies (Tiberti et al., 2016). L'abondance relative (Ai) a également été calculée (Tiberti et al., 2016) comme suit : $A_i = S_i / S_t \times 100$ où S_i est la somme du nombre de proies i dans tous les estomacs et S_t est la somme totale de toutes les proies comptées.

Évaluation sanitaire

Pour l'évaluation sanitaire, les poissons ont été nécropsiés et évalués pour d'éventuelles altérations pathologiques. Pour l'examen parasitologique, des raclages de tissus de la peau et des filaments branchiaux ont été préparés avec une goutte d'eau, recouverts d'une lamelle propre (préparation de montage humide) et examinés au microscope à un grossissement de 10 à 40 fois. L'examen bactériologique a été effectué à partir des reins, du cerveau et des yeux (humeur vitrée) et l'inoculum a été directement étalé sur un premier milieu d'isolement comme la gélose Columbia Blood Agar ou la gélose Tryptic Soy Agar. Cette procédure a été effectuée immédiatement après la récupération des poissons dans les filets maillants. Les colonies, finalement cultivées après 24-72 heures d'incubation à 22 ± 2 °C, ont été clonées et identifiées par la technologie MALDI-TOF MS (Matrix-assisted laser desorption ionization-time of flight mass spectrometry) sur le système VITEK MS (bioMérieux, France). Enfin, les niveaux de Pb, Cd et Hg ont été détectés dans le

muscle du poisson afin de déterminer si la concentration dépassait la limite maximale pour la consommation humaine établie par la Commission européenne (Règlement UE 1881/2006).

Les concentrations de Pb et de Cd dans le muscle du poisson ont été déterminées par spectrométrie de masse à plasma inductif (ICP-MS Xseries II, Thermo Scientific, Brême, Allemagne) après digestion par micro-ondes, selon le protocole décrit par Squadrone et al. (2016). La concentration de Hg a également été déterminée par un analyseur de mercure direct (analyseur DMA-80 de Milestone, Shelton, CT, États-Unis). Les échantillons ont été homogénéisés avec un broyeur électrique et divisés en deux sous-échantillons : l'un pour déterminer le mercure, l'autre pour déterminer le cadmium et le plomb. La limite de quantification (LOQ) était de 0,010 mg kg⁻¹ pour le Hg et de 0,020 mg kg⁻¹ pour le Cd et le Pb.

Mesures biométriques

Les captures par unité d'effort (CPUE) et la biomasse par unité d'effort (BPUE) ont été calculées pour les filets maillants benthiques et pélagiques. Les CPUE ont été calculées comme le nombre de poissons par mètre carré de filet par 12 heures (Cavalli et al., 1997). La BPUE a été déterminée comme le poids (g) de poissons par mètre carré de filet par 12 heures (Alexander et al., 2015). En outre, le nombre et le poids de chaque poisson capturé par filet ont également été indiqués. La longueur totale (Lt ; cm) et le poids total (W ; g) ont été enregistrés pour chaque spécimen. Cinq écailles au-dessus de la ligne latérale ont été recueillies sur chaque spécimen pour déterminer l'âge. La relation entre la longueur totale et le poids total a été déterminée par régression non linéaire pour les mâles et les femelles (Ricker, 1975) : $W = a Ltb$

où : W = poids du poisson (g) ; a = point d'intersection sur l'axe des x ; Lt = longueur totale du poisson (cm) ; b = exposant de la forme arithmétique de la relation poids-longueur et de la pente de la droite de régression sous forme logarithmique.

La valeur du coefficient de détermination (r²) a été obtenue par interpolation de la courbe et utilisée pour évaluer si les valeurs de la courbe correspondent aux données (Treer et al., 2008). L'état de santé des poissons a été vérifié à l'aide du facteur de condition moyen (Kmean), qui est le facteur de condition moyen pour une longueur donnée obtenu à partir de la relation poids-longueur respective (Froese, 2006), ce qui permet de comparer différentes populations de la même espèce. La condition moyenne a été calculée comme suit : $Kmean = 100 a Ltb^{-3}$

où Kmean = facteur de condition moyen ; Lt = longueur totale (cm) ; a = coefficient de la relation arithmétique poids-longueur et de l'intersection de la forme logarithmique ; b = exposant de la forme arithmétique de la relation poids-longueur et de la pente de la droite de régression sous la forme logarithmique.

7. REFERENCES

- APHA, AWWA, WEF. (1998) Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 20th edition. American Public Health Association, Washington DC.
- ASTM (2015). Manual of Water and Environmental Technology, D1426-92, Nessler method.
- Hedges, J., Stern, J. (1984). Carbon and nitrogen determinations of carbonate-containing solids. *Limnology and Oceanography*, 29, 657-663.
- Kajak, Z., Kacprzak, K., Polkowski, R. (1965). Chwytycz rurowy do pobierania prób dna. *Ekologia polska seria*, 11, 159-165.
- Renberg, I. (1991). The HON-Kajak sediment corer. *Journal of Paleolimnology*, 6, 167-170.
- Brooks, S.J., Langdon, P.G., Heiri, O. (2007). The identification and use of the Palearctic Chironomidae Larvae in Palaeoecology. Quaternary Research Association, London.
- Heiri, O., Lotter, A.F. (2003). 9000 years of Chironomid assemblage dynamics in an Alpine lake: long-term trends, sensitivity to disturbance, and resilience of the fauna. *Journal of Paleolimnology*, 30, 273-289.
- Heiri, O., Lotter, A.F., Hausmann, S., Kienast, F. (2003). A chironomid-based Holocene summer air temperature reconstruction from the Swiss Alps. *The Holocene*, 13, 477-484.

- Blaauw, M. (2010). Methods and code for 'classical' age-modelling of radiocarbon sequences. *Quaternary Geochronology*, 5, 512-518.
- Fjellheim, A., Raddum, G.G., Schnell, Ø.A. (2000). EMERGE - Protocol for the sampling of contemporary invertebrates - European Mountain lake Ecosystems: Regionalisation, diagnostics & socio-economic Evaluation (EMERGE), protocol 06. University College London, London.
- Fjellheim, A., Raddum, G.G., Vandvik, V., Cogălniceanu, D., Boggero, A., Brancelj, A., Galas, J., Sporka, F., Vidinova, Y., Bitusik, P., Dumnicka, E., Gâldean, N., Kownacki, A., Krno, I., Preda, E., Rîșnoveanu, G., Stuchlik, E. (2009). Diversity and distribution patterns of benthic invertebrates along alpine gradients. A study of remote European freshwater lakes. *Advances in Limnology*, 62, 167-190.
- Boggero, A., Zaupa, S., Rossaro, B., Lencioni, V., Marziali, L., Buzzi, F., Fiorenza, A., Cason, M., Giacomazzi, F., Pozzi, S. (2014). Protocollo di campionamento ed analisi dei macroinvertebrati negli ambienti lacustri. Manuali e linee guida 111/2014. CNR-IRSA, Roma (in Italian)
- Dumnicka, E., Steingruber, S., Colombo, L., Zaupa, S., Boggero, A. (2015). Oligochaete assemblages of Swiss Alpine lakes. *Italian Journal of Zoology*, 82, 112-123.
- Lencioni, V., Marziali, L., Rossaro, B. (2007). I Ditteri Chironomidi, morfologia, tassonomia, ecologia, fisiologia e zoogeografia. MUSE-Museo delle Scienze, Trento.
- Lang, B., Bedford, A.P., Richardson, N., Brooks, S.J. (2003). The use of ultra-sound in the preparation of carbonate and clay sediments for chironomid analysis. *Journal of Paleolimnology*, 30, 451-460.
- Volta, P. (2009). Indice per l'analisi dello stato di qualità della fauna ittica finalizzato alla valutazione dello stato ecologico dei laghi italiani: Lake Fish Index (LFI). Indici per la valutazione della Qualità ecologica dei laghi. CNR, Istituto per lo Studio degli Ecosistemi. Verbania Pallanza.
- CEN, (2003). Water Quality. Guidance standard for the routine sampling and pretreatment of benthic diatoms from rivers. EN 13946. Comité Européen de Normalisation, Geneva, 14 pp.
- Tiberti, R., Brighenti, S., Canedoli, C., Iacobuzio, R., Rolla, M. (2016). The diet of introduced brook trout (*Salvelinus fontinalis*; Mitchill, 1814) in an alpine area and a literature review on its feeding ecology. *Journal of Limnology*, 75(3), 488-507.
- Squadrone S., Brizio, P., Stella, C., Prearo, M., Pastorino, P., Serracca, L., Ercolini, C., Abete, M.C. (2016). Presence of trace metals in aquaculture marine ecosystems of the northwestern Mediterranean Sea (Italy). *Environmental Pollution*, 215, 77-83.
- Alexander, T.J., Vonlanthen, P., Periat, G., Degiorgi, F., Raymond, J. C., Seehausen, O. (2015). Estimating whole-lake fish catch per unit effort. *Fisheries Research*, 172, 287-302.
- Cavalli, L., Chappaz, R., Bouchard, P., Brun, G. (1997). Food availability and growth of the brook trout, *Salvelinus fontinalis* (Mitchill), in a French Alpine lake. *Fisheries Management and Ecology*, 4(3), 167-177.
- Ricker, W.E. (1975). Computation and interpretation of biological statistics of fish populations (Vol. 191, pp. 1-382). Ottawa: Department of the Environment, Fisheries and Marine Service.
- Treer, T., Sprem, N., Torcu-Koc, H., Sun, Y., Piria, M. (2008). Short communication Length-weight relationships of freshwater fishes of Croatia. *Journal of Applied Ichthyology*, 24, 626-628.
- Froese, R. (2006). Cube law, condition factor and weight-length relationships: history, meta-analysis and recommendations. *Journal of Applied Ichthyology*, 22, 241-253.

Protocoles menés sur les lacs français – Lacs sentinelles

Rédaction : Réseau Lacs sentinelles

1. LA TRANSPARENCE DE L'EAU

La profondeur à laquelle disparaît et réapparaît le disque de Secchi à la vue de l'observateur est une mesure de la transparence de l'eau. La transparence est fortement liée à la propriété de l'eau à transmettre la lumière. Plusieurs facteurs peuvent réduire la transparence de l'eau d'un lac.

En plus de l'intensité lumineuse, la quantité et la nature des matières et des substances que l'on trouve dans l'eau jouent un rôle important. Celles-ci peuvent être d'origine minérale (sable, limon, argile et composés chimiques inorganiques) ou organique (algues microscopiques, débris d'organismes et composés chimiques organiques). Ces matières et ces substances peuvent être présentes dans l'eau sous forme particulaire ou dissoute. Bien que plusieurs facteurs puissent influencer la transparence de l'eau, on observe que celle-ci diminue en fonction de l'augmentation de la quantité d'algues en suspension. Puisque la quantité d'algues augmente avec la concentration en matières nutritives, il y a un lien entre la transparence de l'eau et l'état d'avancement de l'eutrophisation du lac (son niveau trophique).

Matériel nécessaire

- Un disque de Secchi de format standard. Il s'agit d'un disque de plexiglas ou de métal circulaire dont le diamètre est de 20 centimètres. Il est séparé en quatre parties, chaque quart de cercle étant, en alternance, noir ou blanc.
- Une corde (graduée ou non) et un ruban à mesurer (système métrique), une pince (pince à linge ou autre) et un lest pour accrocher au disque de Secchi en cas de besoin.
- La carte bathymétrique de votre lac, si elle est disponible.



Photo 5. Disque de Secchi. (Source : CRE Laurentides.)

Emplacement de la station

Les mesures de la transparence de l'eau au moyen du disque de Secchi sont réalisées au-dessus de la zone la plus profonde du lac. Servez-vous de la carte bathymétrique de votre lac pour localiser cette zone.

Réalisation des mesures

1. **Positionnez l'embarcation** au-dessus de la station de mesure. Attendez cinq minutes.
2. **Faites descendre doucement le disque de Secchi** dans l'eau jusqu'à ce que vous le perdiez de vue. Faites-le remonter pour qu'il réapparaisse, puis descendez-le de nouveau afin de trouver le point exact où il disparaît. Répéter l'opération 3 fois afin de noter la moyenne des trois mesures réalisées.
3. **Marquez la profondeur** à laquelle le disque disparaît avec une pince que vous placez sur la corde à la jonction de l'air et de l'eau.
4. **Mesurez la longueur de la corde** entre la pince et le disque de Secchi avec une précision au décimètre.

ATTENTION !

La transparence de l'eau peut varier considérablement en fonction des conditions météorologiques et des observateurs. Assurez-vous de respecter les consignes concernant la prise des mesures et essayez d'éviter de changer d'observateur. Si vous devez avoir recours à plus d'un observateur, assurez-vous que la façon de faire de chacun soit similaire et que leurs mesures soient comparables.

Consignes concernant la prise des mesures

Essayer de toujours prendre vos mesures dans les mêmes conditions. Ces mesures doivent être prises entre 10 h et 15 h afin que le degré d'éclairage soit constant. Évitez les conditions venteuses et pluvieuses et installez-vous dos au soleil, de manière à ce que votre ombre et celle de l'embarcation bloquent les reflets aveuglants du soleil sur l'eau. Le port de lunettes de soleil est déconseillé.

Opérationnalité du protocole

Compétences requises : Aucune

Durée et moyens humains : 10 minutes à 2 personnes (pour stabiliser le bateau).

Coût du matériel : Disque et corde environ 95 € HT.

2. PHYTOPLANCTON

Objectif : Connaître la diversité biologique des lacs d'altitude.

Mise en œuvre

Matériel nécessaire

- Une bouteille de prélèvement
- Une corde graduée
- Un flacon de 500 ml
- Du lugol
- Un seau de 6l minimum

A quoi sert le lugol ?

Le lugol est une solution d'iodure de potassium. Ne pas s'en mettre sur les doigts. Il sert à stopper les processus biologiques et fixer les algues en conservant leur forme originale.

Emplacement de la station

Les prélèvements seront réalisés au-dessus de la zone la plus profonde du lac.

Réalisation des mesures

1. Positionnez l'embarcation au-dessus de la station de mesure.
2. Rincer le seau avec l'eau du lac.
3. Avec la bouteille de prélèvement et sa corde graduée, prélever 1 L d'eau (que vous videz au fur et à mesure dans le seau) à 6 profondeurs : subsurface, 0.25secchi, 0.5secchi, secchi, 2secchi et 2.5secchi. En fonction de la profondeur de secchi mesurée lors de la campagne, vous pouvez trouver les valeurs des profondeurs où prélever dans le *tableau 1*. Si la profondeur du secchi et/ou de la zone euphotique (2.5 secchi) est plus grande que celle du lac, faire 6 mesures régulières dans la colonne d'eau (si la profondeur du secchi est plus petite que celle du lac, prélever une fois à sa hauteur).

Tableau 1 : Profondeur de prélèvement dans la zone euphotique selon la mesure du Secchi

Secchi mesuré lors de la campagne (prof. en m)	Prélèvement d'un litre d'eau (prof. en m) ^x					
	1	2	3	4	5	6
	subsurface	0.25 secchi	0.5 secchi	secchi	2 secchi	2.5 secchi
1	subsurface	0.25	0.50	1	2	2.5
1.5	subsurface	0.38	0.75	1.5	3	3.75
2	subsurface	0.50	1.00	2	4	5
3	subsurface	0.75	1.50	3	6	7.5
4	subsurface	1.00	2.00	4	8	10
5	subsurface	1.25	2.50	5	10	12.5
6	subsurface	1.50	3.00	6	12	15
7	subsurface	1.75	3.50	7	14	17.5
8	subsurface	2.00	4.00	8	16	20
9	subsurface	2.25	4.50	9	18	22.5
10	subsurface	2.50	5.00	10	20	25
11	subsurface	2.75	5.50	11	22	27.5
12	subsurface	3.00	6.00	12	24	30

13	subsurface	3.25	6.50	13	26	32.5
14	subsurface	3.50	7.00	14	28	35
15	subsurface	3.75	7.50	15	30	37.5

^x Les valeurs de profondeurs indiquées sont indicatives et une précision centimétrique lors de la mesure n'est pas nécessaire

4. Homogénéiser les 6 prélèvements dans le seau puis remplir le flacon avec l'eau du seau. Ne pas remplir à ras-bord, laissez un peu d'air pour le mélange en labo.
5. Revenir sur la berge.
6. Verser quelques gouttes de lugol dans la bouteille (le mélange doit avoir la couleur d'un vieux whisky).

Analyse en laboratoire

Les échantillons d'eau brute fixés au Lugol doivent être apportés au laboratoire. Chaque échantillon est mis à sédimenter. Les examens qualitatif et quantitatif se font au microscope inversé selon la technique UTERMÖHL (1958), méthode maintenant normalisée au niveau français et européen (AFNOR, 2006). Les résultats des biomasses algales sont exprimés en $\mu\text{g}\cdot\text{L}$.

Le détail des protocoles est donné dans DRUART et RIMET (2008), il est téléchargeable sur le site www.dijon.inra.fr/thonon.



Différentes métriques peuvent être calculées à partir des listes floristiques :

- la biomasse des classes algales (sensu BOURELLY, 1972, 1981, 1985)
- la biomasse des taxons dominants
- la biomasse des classes de tailles (micro et nanophytoplancton)
- les groupes fonctionnels (ou guildes écologiques) selon REYNOLDS et al. (2002)
- la diversité phytoplanctonique (indice de Shannon)
- un indice de qualité trophique (Indice de Brettum modifié selon KAIBLINGER et al., 2009).

Opérationnalité du protocole

Compétences requises

Nécessité d'une collaboration avec un laboratoire spécialisé dans le dénombrement phytoplanctonique.

Durée et moyens humains

Prélèvement 15 minutes en moyenne selon niveau d'application.

Coût du matériel

- Bouteille de prélèvements pour échantillonnage 1 litre avec 20 m de corde graduée: 319 € HT (SDMO Quiniou).
- Flaconnage (polyéthylène, col large) de 500 ml : 104 € HT les 140 flacons

Coût des analyses

- 250 € HT pour un échantillon par lac.

3. ZOOPLANCTON

Problématique : Connaitre la diversité biologique des lacs d'altitude.

Mise en œuvre

Matériel nécessaire

- Un filet à plancton (maille 50 µm, diamètre 30 cm)
- Une corde graduée
- Un flacon de 200 ml
- Du lugol ou de l'éthanol

Emplacement de la station

Les prélèvements seront réalisés au-dessus de la zone la plus profonde du lac.

Réalisation des mesures :

5. Positionnez l'embarcation au-dessus de la station de mesure.
6. Rincer le filet dans l'eau du lac.
7. Plonger le filet, en vous assurant que le robinet est bien fermé, jusqu'au fond du lac sans en toucher le substrat, pour éviter de mettre en suspension les sédiments, et réaliser un trait de filet depuis le fond jusqu'à la surface en remontant le filet lentement (1 m/s).
8. Remplir le flacon avec le concentrat.
9. Revenir sur la berge.
10. Verser quelques gouttes de lugol dans la bouteille (le mélange doit avoir la couleur d'un vieux whisky).



Analyse en laboratoire

Les échantillons d'eau brute fixés au Lugol ou à l'éthanol doivent être apportés au laboratoire.

Gestion des données

Sera noté dans le rapport de mission (saisie en ligne sur le site internet du réseau) si le prélèvement a été fait ou pas.

Suite aux analyses du laboratoire, les données devront être intégrées au SI SOERE avec le fichier d'échanges de donnée.

Opérationnalité du protocole

Compétences requises

Nécessité d'une collaboration avec un laboratoire spécialisé dans le dénombrement zooplanctonique.

Durée et moyens humains

Prélèvement 15 minutes en moyenne selon niveau d'application.

Coût du matériel

- Filet à plancton de maille 50 µm et 30 cm de diamètre : 295 € HT (SDMO Quiniou).
- Flaconnage (polyéthylène, col large) de 250 ml : 90 € HT les 145 flacons

Coût des analyses : Analyse d'un échantillon pour un lac : 300 € HT.

4. CHLOROPHYLLE-A

La chlorophylle est un indicateur de la biomasse phytoplanctonique du lac. Son excès peut être le signe d'une eutrophisation du milieu.

Mise en œuvre

Matériel nécessaire

- Une bouteille de prélèvement
- Une corde graduée
- Une pompe à vide (unité de filtration)
- Des filtres 1,2 μm
- Une pince à épiler
- Spatule inox
- De l'eau distillée
- Papier aluminium
- Feutre indélébile
- Des pains de glace
- Une petite glacière souple
- Un seau (6 l minimum ; eau prélevée utilisée est la même que pour le protocole phytoplancton et chimie)
- De l'acétone (pour conserver le filtre s'il n'est pas possible de l'amener dans les 24h dans un laboratoire). Prévoir également des gants en latex et un petit flacon où mettre l'acétone et le filtre.



Emplacement de la station

Les prélèvements seront réalisés au-dessus de la zone la plus profonde du lac.

Réalisation des mesures

1. Positionnez l'embarcation au-dessus de la station de mesure.
2. Rincer le seau avec l'eau du lac.
3. Avec la bouteille de prélèvement et sa corde graduée, prélever 1 L d'eau (que vous videz au fur et à mesure dans le seau) à 6 profondeurs : subsurface, 0.25secchi, 0.5secchi, secchi, 2secchi et 2.5secchi. En fonction de la profondeur de secchi mesurée lors de la campagne, vous pouvez trouver les valeurs des profondeurs où prélever dans le **Tableau 1** : Profondeur de prélèvement dans la zone euphotique selon la mesure du Secchi *page 15*. Si la profondeur du secchi et/ou de la zone euphotique (2.5 secchi) est plus grande que celle du lac, faire 6 mesures régulières dans la colonne d'eau (si la profondeur du secchi est plus petite que celle du lac, prélever une fois à sa hauteur).
4. De retour à la berge, homogénéiser l'eau du seau avec la spatule en inox rincée à l'eau du lac.
5. Faire un filtrage à vide avec l'unité de filtration, sans utiliser de filtre et en utilisant de l'eau distillée. Rincer bien les bords des parties hautes et basses avec l'eau distillée.
6. Placer un filtre 1.2 μm dans l'unité de filtration à l'aide de la pince à épiler (rincée à l'eau distillée).
7. Verser de l'eau du seau homogénéisée dans l'unité de filtration.
8. Pomper et filtrer au moins 1L d'eau, dans tous les cas noter le volume d'eau filtré. Ce qui nous intéresse ce sont les filtres, vous pouvez jeter l'eau.
9. Ouvrir l'unité de filtration et récupérer le filtre à l'aide de la pince à épiler, le plier sur lui-même (particules à l'intérieur) et le mettre dans le papier alu (à répéter si plusieurs filtres). Noter le volume filtré sur le filtre avec date et lieu d'échantillon (feutre indélébile). S'il n'est pas possible

Attention !

Tout le volume d'eau filtré doit être quantifié, il déterminera la proportion de chlorophylle dans le lac. Selon les lacs, il sera nécessaire d'utiliser plusieurs filtres, les conserver tous ensemble dans l'alu.

- d'amener le filtre dans un laboratoire dans les 24h, mettre le filtre dans un flacon rempli d'acétone (à manipuler avec précaution).
10. Placer le tout dans la glacière avec les pains de glace.
 11. A l'arrivée : congeler les filtres.

Analyse en laboratoire

Les filtres doivent être apportés au laboratoire le jour même ou être congelé en attendant d'être analysés.

Opérationnalité du protocole

Compétences requises

Nécessité d'une collaboration avec un laboratoire spécialisé.

Durée et moyens humains

Prélèvement 15 minutes en moyenne. - Filtration de 10 à 20 minutes.

Coût du matériel

- Bouteille de prélèvements pour échantillonnage 1 litre avec 20 m de corde graduée: 319 € HT (SDMO Quiniou).
- Unité de filtration (unités en nalgène en polysulfone (PSF)) : 200 € TTC
- Filtres 47 mm, 1.2µm : 197 € HT les 100.

Coût des analyses : 60 € HT par lac

5. CHIMIE

Mise en œuvre

Matériel nécessaire

- Une bouteille de prélèvement de 1 litre
- Une corde graduée
- Une pompe à vide (unité de filtration)
- Des filtres 45 µm
- Deux flacons de 200 ml
- Un petit entonnoir
- Une pince à épiler
- Spatule inox
- Eau distillée
- Un seau (6 l minimum ; l'eau prélevée utilisée est la même que pour le protocole phytoplancton et chlorophylle-a)
- Un sac isotherme et des pains de glace

Emplacement de la station

Les prélèvements seront réalisés au-dessus de la zone la plus profonde du lac.

Réalisation des mesures

1. Positionnez l'embarcation au-dessus de la station de mesure.
2. Faire un prélèvement de 1 L au fond du lac avec la bouteille de prélèvement en veillant à ne pas toucher le fond.

3. Vider le prélèvement de fond directement de la bouteille dans un des flacons de 200ml à l'aide d'un entonnoir (rincé à l'eau du lac), remplissez bien à ras-bord sans laisser d'air.
4. Rincer le seau avec l'eau du lac
5. Avec la bouteille de prélèvement et sa corde graduée, prélever 1 L d'eau (que vous videz au fur et à mesure dans le seau) à 6 profondeurs : subsurface, 0.25secchi, 0.5secchi, secchi, 2secchi et 2.5secchi. En fonction de la profondeur de secchi mesurée lors de la campagne, vous pouvez trouver les valeurs des profondeurs où prélever dans le **Tableau 1** : Profondeur de prélèvement dans la zone euphotique selon la mesure du Secchi *page 15*. Si la profondeur du secchi et/ou de la zone euphotique (2.5 secchi) est plus grande que celle du lac, faire 6 mesures régulières dans la colonne d'eau.
6. Retourner sur la berge
7. Homogénéiser l'eau dans le seau avec la spatule inox.
8. Faire un filtrage à vide avec l'unité de filtration, sans utiliser de filtre et en utilisant de l'eau distillée. Rincer bien les bords des parties hautes et basses avec l'eau distillée. Répéter l'opération 3 fois.
9. Placer un filtre de 0.45µm dans l'unité de filtration à l'aide de la pince à épiler (rincée à l'eau distillée).
10. Verser l'eau du seau homogénéisée dans l'unité de filtration.
11. Pomper et jeter les premiers ml d'eau (rinçage).
12. Remplir l'autre flacon avec l'eau filtrée, remplissez bien à ras bord sans laisser d'air.

Remarques : Seuls les prélèvements en sub-surface ou sur le début de la colonne d'eau ont besoin d'être filtré.

Les flacons seront placés dans un sac isotherme contenant un pain de glace avant d'être mis au réfrigérateur.

Analyse en laboratoire

Les flacons doivent être apportés au laboratoire le jour même ou être conservé 2 jours maximum au réfrigérateur en attendant d'être analysés.

Opérationnalité du protocole

Compétences requises

Nécessité d'une collaboration avec un laboratoire spécialisé.

Durée et moyens humains

Prélèvement 20 minutes en moyenne et Filtration de 10 à 20 minutes.

Coût du matériel

- Bouteille de prélèvements pour échantillonnage 1 litre avec 20 m de corde graduée: 319 € HT (SDMO Quiniou).
- Unité de filtration (unités en nalgène en polysulfone (PSF)) : 200 € TTC
- Filtres 45 µm : 76 € HT les 100.

Coût des analyses : 500 € HT par lac (avec 2 échantillons fond et surface)

Paramètres	Déterminations		Unité	Méthodes	Méthodes alternatives	Norme	Intérêts de la mesure
Paramètres globaux	pH			Electrométrie		NF T 90-008	pH intervient directement sur métabolisme et physiologie des organismes vivants (notamment reproduction et développement) mais attention car fortement dépendant de l'activité photosynthétique à l'échelle journalière/saisonnnière (ce qui est également son intérêt).
Paramètres globaux	Conductivité à 25 °C		µS/cm	Correction de température automatique		NFEN2788/ISO7888	La conductivité est une mesure de la minéralisation, elle est proportionnelle à la quantité de sels ionisables dissous. La minéralisation est considérée comme très faible si la conductivité des eaux est inférieure à 50 µS / cm et faible à modérée si elle se situe entre 50 et 200 µS / cm. Une augmentation de ce paramètre global peut être un indice de pollution (Nisbet et Verneaux, 1970).Peut donner une idée sur le potentielle de productivité primaire (si conductivité faible, la production primaire sera forcément faible, l'inverse n'étant pas vrai).
Paramètres globaux	Titre Alcalimétrique Complet	TAC	mé/l	Titration avec HCl jusqu'au point d'équivalence		NFEN ISO 9963-1	Permet de donner une indication sur le degré d'oxydation des composés organiques. Peut donner une indication du caractère oligotrophe des lacs. Donne une idée du pouvoir tampon des eaux d'un lac => la capacité à "subir" des pluies acides sans que les autres paramètres chimiques ne soient influencés. Ça va également donner une idée du rapport CO2/HCO3 et donc de la source de carbone disponible pour la production primaire.
Paramètres globaux	Carbone organique total	COD	mg/l	Minéralisation : Persulfate à chaud 80°C, détection IR		FDT 90-102	Somme des organiques carbonés naturels et anthropiques. Indicateur de la production biologique du milieu
Nutriments	Azote Ammonium	NH ₄ ⁺	mg/l	Spectrophotométrie avec réaction au bleu d'indophénol		NF T90-015	Renseigne sur l'anoxie du milieu, peut résulter de la minéralisation de la matière organique naturelle ou provenir des eaux météoriques, ou traduire une pollution humaine. Peut également traduire une réduction des nitrates par bactéries autotrophes ou par des ions ferreux.
Nutriments	Azote Nitrites	NO ₂ ⁻	mg/l	Spectrophotométrie avec réaction de diazotation	Chromatographie ionique NF EN ISO 10304-1	NF EN ISO 13395	Teneur associée à une dégradation de la qualité microbiologique d'une eau. Renseigne sur le niveau d'anoxie. Peuvent être présents en quantité importante au moment de la fonte des neiges (pollution atmosphérique par oxydes d'azote). Toxicité avérée pour les plantes et les organismes aquatiques. Ion donneur d'oxygène en période estivale (permettant d'éviter l'anaérobiose).
Nutriments	Azote Nitrates	NO ₃ ⁻	mg/l	Colorimétrie en flux continu avec réduction Cd	Chromatographie ionique NF EN ISO 10304-1 Spectroscopie UV	NF EN ISO 26777	Pollution majoritairement d'origine atmosphérique. Peuvent également résulter de la minéralisation de la matière organique. Contributeur majeur de l'eutrophisation. Une partie du Nminéral participant à la productivité primaire future potentielle (macrophyte utilise pratiquement que le NO3).
Nutriments	Ntotal	N total	mg/l	Chimiluminescence		XP ENV 12260	Permet d'en déduire la teneur en azote organique par différence avec les valeurs mesurées en NO2-, NO3- et NH4+.
Nutriments	Orthophosphates	P ortho	mg/l	Colorimétrie Murphy et Riley (Molybdate Sb)	Chromatographie ionique NF EN ISO 10304-1	NF EN 1189	Le phosphate est la forme sous laquelle le phosphore peut être assimilé par les êtres vivants, en particulier les algues. Chimiquement, le phosphate est une combinaison d'atomes de phosphore et d'oxygène. Les algues utilisent ce phosphore minéral sous forme d'orthophosphates soit en l'absorbant directement soit en dégradant divers phosphates organiques. Le Phosphore minéral

				tartrate et réd. acide ascorbique)			participant à la productivité primaire future potentielle (= phosphore disponible directement au moment de la mesure)
Nutriments	Phosphore total	P total	mg/l	Minéralisation au peroxydisulfate en milieu acide		NF EN 1189	Éléments nutritifs assimilables, indispensable à la vie ; il provoque l'eutrophisation lorsqu'il est en excès dans les eaux.
Nutriments	Silice	SiO ₂	mg/l	Colorimétrie en flux continu		NF T09-007	Essentiel à la croissance des diatomées et du plancton
anions et cations majeurs	Chlorure	Cl ⁻	mg/l	Chromatographie ionique avec suppresseur chimique		NF EN ISO 10304-1	Traceur anthropique de pollution
anions et cations majeurs	Sulfate	SO ₄ ²⁻	mg/l		Majoritairement issu de la dissolution des roches mais fraction devenant non négligeable issue de la pollution atmosphérique		
anions et cations majeurs	Calcium	Ca ²⁺	mg/l	Spectrométrie d'absorption atomique flamme		NF T90-005	Élément indispensable pour les organismes lacustres Provient essentiellement de la dissolution des roches (liées au substrat).
anions et cations majeurs	Magnésium	Mg ²⁺	mg/l		ICP NF EN ISO 11885		Leurs variations sont liées à quoi ? C'est une question scientifique importante non élucidée pour le moment : au Canada, il a été remarqué que les teneurs en calcium diminuent régulièrement avec un impact sur la biodiversité lacustre (les pluies "acides" sont fortement soupçonnées de "lessiver" le calcium et le magnésium ...)
anions et cations majeurs	Sodium	Na ⁺	mg/l			NF T90-020	Nutriment essentiel à la vie aquatique
anions et cations majeurs	Potassium	K ⁺	mg/l		ICPNF EN ISO 11885		Nutriment essentiel à la vie aquatique
cation mineur	fer	Fe ²⁺ /Fe ³⁺	mg/L	Spectrométrie d'absorption atomique four			Oligoélément pour la vie aquatique : indispensable à faible dose, toxique à plus forte dose (surtout sous forme Fe ²⁺). Peut former des oxydes de fer se déposant sur les branchies des poissons (dépend du potentiel redox). Intervient dans de nombreux processus photochimiques (agent catalyseur de dégradation de composés organiques naturels ou anthropiques)
cation mineur	manganèse	Mn ²⁺	mg/L	Spectrométrie d'absorption atomique four			Intervient dans de nombreux mécanismes enzymatiques (tout comme le fer).

6. SUIVI THERMIQUE DU LAC

Principes du protocole

Le changement climatique est à l'origine d'importantes modifications des écosystèmes à l'échelle mondiale, notamment sur la température des systèmes lacustres. Or, la température est un élément essentiel du mélange des plans d'eau qui conditionne leurs fonctionnements chimique et biologique. Il s'agira donc de suivre l'évolution de la température de l'eau en surface et au fond des lacs en continu sur l'année avec un système pérenne de mesures.

Mise en œuvre

Matériel nécessaire :

- des thermistors (au minimum 2 : fond et surface)
 - Modèle « Tinytag modèle TG 4100 »
 - Température de -40 à +70°C
 - Résolution en lecture : 0.01°C
 - Précision : 0.01°C à 20°C
 - Mémoire : 32 000 enregistrements
 - Pile remplaçable par l'utilisateur
 - Intervalle d'enregistrement : 1 seconde à 10 jours



Systeme de mouillage :

1 bouée reliée à un corps mort (pierres trouvées sur place dans grillage) à l'aide d'une corde (ou câble acier).

Une autre corde (ou câble en acier gainé) servant de supports aux thermistors et un lest.

-Un plateau inductif, un ordinateur portable de terrain et le logiciel

Il permet de récupérer les données du thermistor via un câble USB relié à un PC, où est installé le logiciel de stockage et de traitement de la donnée.

Avant de se rendre sur le terrain, il est nécessaire d'installer le logiciel sur votre ordinateur.

Emplacement de la station

La chaîne de thermistor sera installée à l'aplomb du point le plus profond du lac.

Installation du dispositif : Des thermistors sont fixés régulièrement tout le long de la colonne d'eau, avec un minimum un en surface (à 2m) et un au fond (à 2m du fond).

Chaque thermistor sera programmé à l'aide du logiciel correspondant (Tinytag ou Hobo) :

Lui donner le nom du lac et sa profondeur.

NomDuSite_Paramètre_Position

Exemple : chaîne de thermistor installée au lac d'Anterne à 2 m sous la surface

ANTERNE_Temp_2m

La fréquence de mesure (**1/heure**).

Récupération des données

Voir tutoriel Tinytag explorer

Sortir de l'eau la corde sur laquelle sont fixés les thermistors et via le plateau inductif, lui-même branché par un câble USB au portable de terrain, télécharger les données pour chaque thermistor. Les deux formats de fichiers ttd et txt devront être conservés.

S'assurer que les batteries sont encore bonnes (indicateur sur le logiciel tynitag explorer) et remettre la chaîne de thermistor en place.

Opérationnalité du protocole

Compétences requises : Aucune

Durée et moyens humains

Installation de la chaîne (1/2 journée la première fois)

Relevé des mesures : 30 minutes chaque année (selon le nombre de thermistors).

Coût du matériel

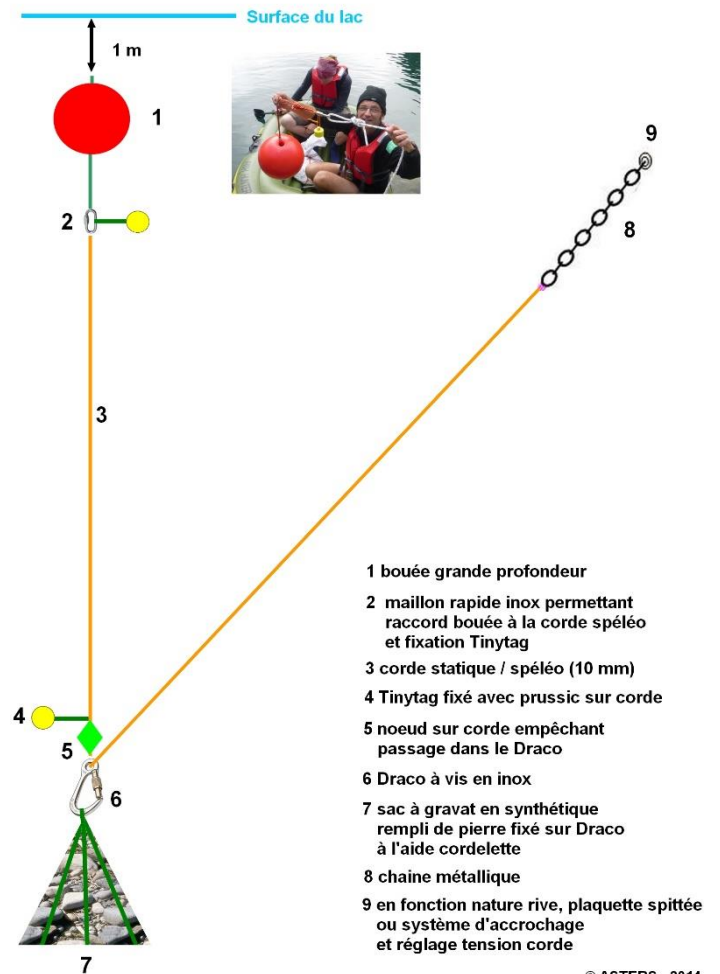
Environ 150 € TTC le thermistor.

Environ 200 € TTC le système de mouillage selon les options choisies.

Les différents systèmes de mouillage :

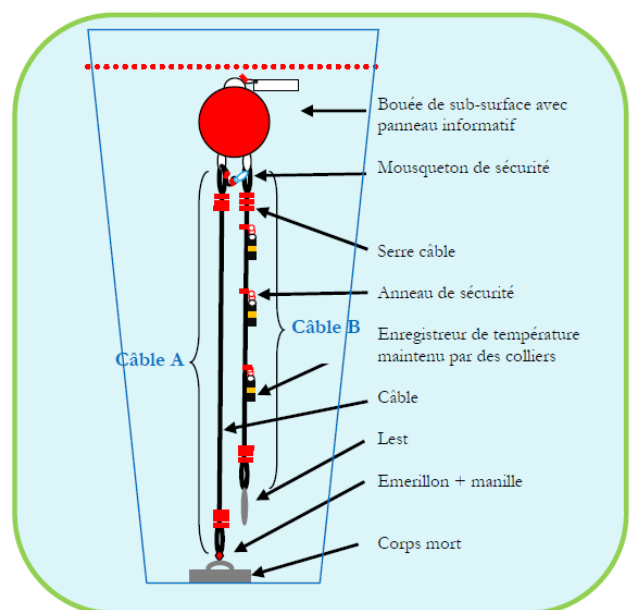
Dans la mesure du possible et surtout dans les espaces protégés, les bouées seront immergées, deux systèmes de mouillage peuvent être mis en place, avec ou non renvoi sur berge.

EDYTEM/Asters :



ONEMA/IRSTEA

Le montage sera fait main et adapté aux contraintes de chaque lac (taille et profondeur du lac, marnage...). Une bouée est reliée au corps mort à l'aide d'un câble. Un second câble, attaché sous la bouée (câble B), sert de support aux enregistreurs de température placés aux profondeurs choisies. Des serres câbles dans lesquels sont passées des anneaux brisés permettent de fixer les thermomètres. Dans le cas des plans d'eau à fort attrait paysager, les bouées seront placées à environ 50 cm sous la surface).



7. SUIVI THERMIQUE ET OXYGENATION DU LAC

Principes du protocole

Les variations de températures et d'oxygène conditionnent de nombreux processus physiques, chimiques et biologiques dans les lacs d'altitude mais ces dernières sont peu connues hors des mesures ponctuelles. L'activité biologique, le brassage des eaux ou encore les changements climatiques font varier ces paramètres dans le temps. L'utilisation d'un capteur d'oxygène et de température haute fréquence (miniDOT) permet ainsi de suivre cette évolution dans les eaux du lac (notamment en profondeur pour détecter d'éventuelles périodes d'anoxie).

Mise en œuvre

Matériel nécessaire

Un à plusieurs miniDOTs (en priorité au fond à fin de détecter d'éventuelles périodes d'anoxie).

- **Oxygène** de 0 à 150%, avec une résolution de 0.01 mg/l
- Précision : 5%
- **Température** de 0 à +35°C
- Précision : 0.01°C
- Mémoire : jusqu'à 500'000 enregistrements
- Pile AA (lithium de préférence) remplaçable par l'utilisateur
- Intervalle d'enregistrement : 1 – 60 minutes
- Profondeur maximale d'installation : 100m

- un ordinateur avec Java v1.7 et suivante. *Vérifier avant le terrain et mettre à jour Java si besoin.*

1^{ère} installation du miniDOT - à faire seulement dans le cas d'une première installation

Au préalable (au bureau de préférence), **installer l'Anti-Fouling Kit** (fournis par le constructeur) une fois pour chaque miniDOT. Installer l'ensemble des éléments comme sur la photo ci-contre.

Attention, n'enlever au maximum que 3 vis de fixation sur le capteur (comme sur l'image) avant d'ajouter les éléments métalliques et plastiques et revisser (enlever les 6 vis peut endommager le capteur)

Ouvrir le miniDOT avec précaution (attention à ne pas mouiller le miniDOT, ni perdre le sachet anti humidité à l'intérieur).

Connecter le miniDOT à l'ordinateur à l'aide d'un câble USB – mini USB

(fournis avec le capteur mais similaire à ceux qui se retrouvent dans le commerce). Le miniDOT s'affiche alors dans l'ordinateur comme un disque externe. Ce dernier contient

- le manuel,
- un dossier (e.g. 7450-580276 -> numéro de série du miniDOT et lieu où sera stocké les données),



- les logiciels Concatenate, Control et Plot (.jar).

Ouvrir le logiciel miniDOTControl.jar et cliquer sur *Connect*

Vérifier les paramètres et la seule action à effectuer consiste à **mettre l'intervalle de mesure à 60 minutes** (tout en bas)

Fermer le logiciel et déconnecter le miniDOT comme une clé USB.

Sur le terrain :

ouvrir le miniDOT avec précaution (attention à ne pas mouiller le miniDOT, ni perdre le sachet anti humidité à l'intérieur) **et activer les mesures en poussant le bouton vers *Record*** (5 lumières vertes clignotent alors au dessus de PME).

Refermer le miniDOT (serer pour qu'il soit étanche sans casser ni bloquer le pas de vis)

Enlever (et conserver) le capuchon en caoutchouc fournis par le constructeur pour protéger le miniDOT hors de l'eau.

Installer solidement (avec une cordelette ou autre) **le miniDOT à l'emplacement choisi sur la chaîne de thermistor** (au minimum au fond sur chaque lac ; vous pouvez enlever le thermistor placé à côté et l'installer ailleurs car les miniDOT mesurent l'oxygène et la température de l'eau). Laisser pendre le miniDOT dans l'eau le long de la chaîne (le mettre vers le haut pourrait favoriser la sédimentation sur le capteur et gêner les mesures).

Routine : Pour récupérer les données et relancer le capteur

> Exportation des données

Sortir le miniDOT de l'eau, bien sécher la partie extérieure sauf le capteur puis et l'ouvrir avec précaution (attention à ne pas mouiller le miniDOT, ni perdre le sachet anti humidité à l'intérieur)

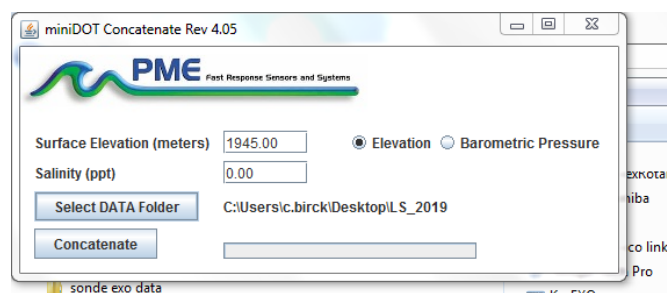
Pas besoin de pousser le bouton vers *Halt* si vous voulez seulement exporter les données et le replonger pour une nouvelle série de mesure.

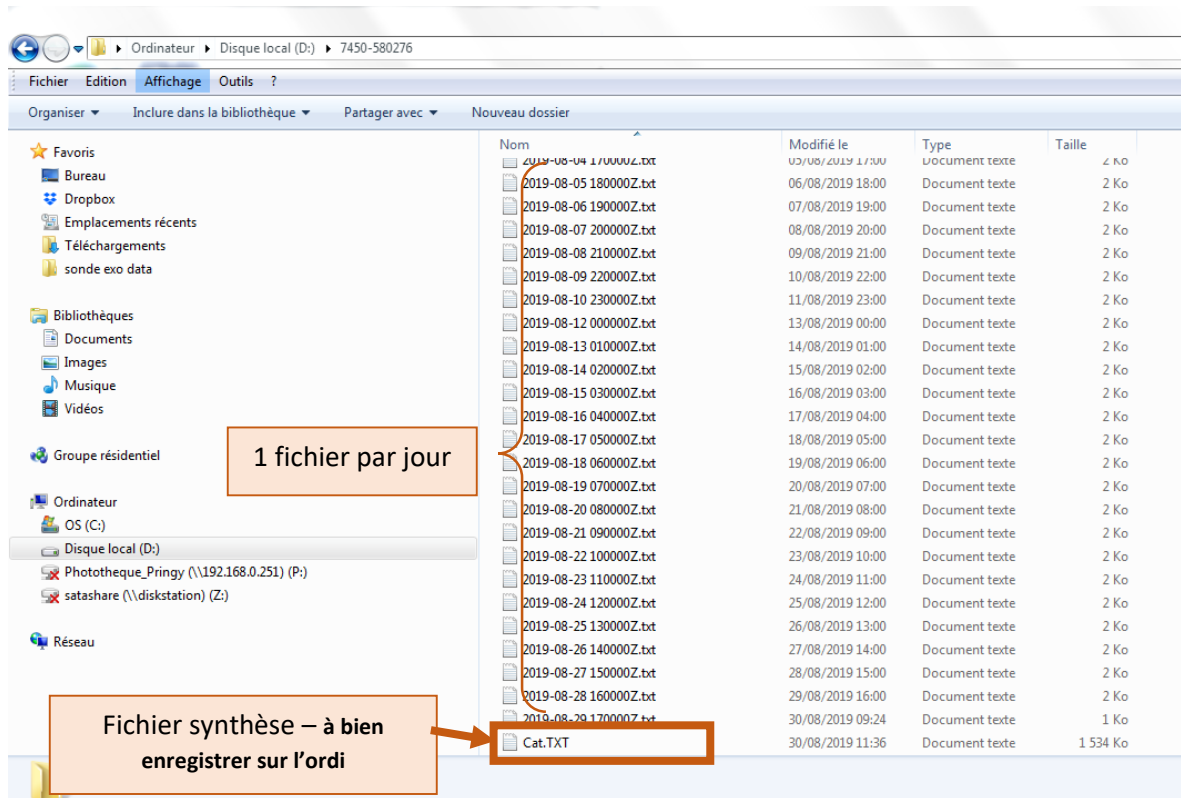
Connecter le miniDOT à l'ordinateur à l'aide d'un câble USB – mini USB (fournis avec le capteur mais similaire à ceux qui se retrouvent dans le commerce). Le miniDOT s'affiche alors dans l'ordinateur comme un disque externe.

Le miniDOT enregistre un fichier txt chaque jour dans le dossier avec le numéro de série.

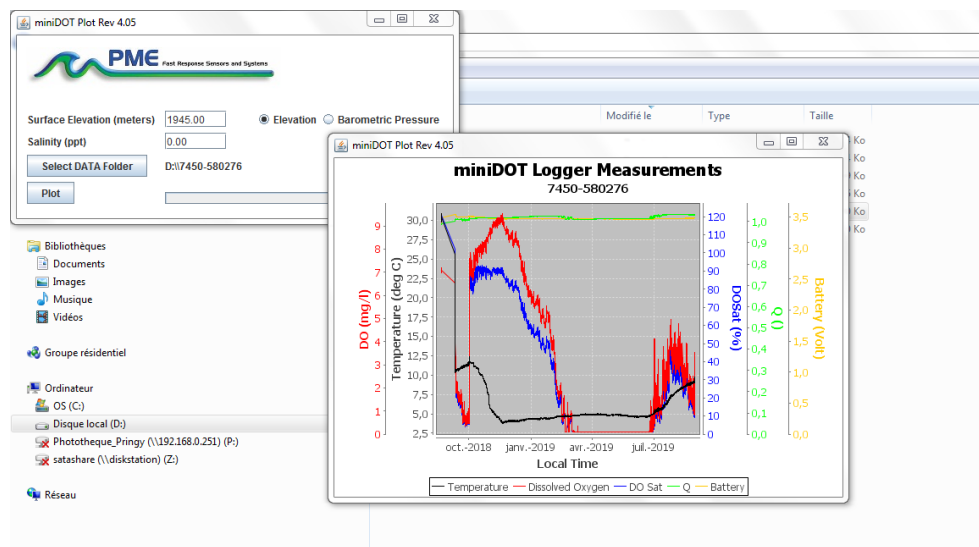
Ouvrir le logiciel miniDOTConcatenate.jar pour grouper ces données journalières dans un seul fichier txt. Mettre la bonne altitude du lac en mètre.

Cliquer sur *Concatenate*. Un fichier txt de synthèse est créé dans le dossier et vous pouvez le sauvegarder sur votre ordinateur.





1. Copier le dossier avec le numéro de série sur votre ordinateur (il contient les fichiers txt avec les données)
2. Ouvrir le logiciel **miniDOTPlot.jar**. Mettre la bonne altitude en mètre. Cliquer sur Plot. Le diagramme s'affiche et le sauvegarder (clic droit)



3. Fermer le logiciel et déconnecter le miniDOT comme une clé USB.

Pour changer les piles :

Remplacer les piles AA (lithium de préférence) **tous les deux ans**.

Une fois les données exportées et sauvegardées, mettre le miniDOT sur Halt.

Changer les piles.

Redémarrer alors le miniDOT avec l'ordinateur et vérifier avec miniDOTcontrol que l'intervalle de mesure est à 60 minutes.

4. **Pour relancer les mesures**, vérifier que le bouton est bien tourné vers **Record** à l'intérieur du capteur. Ne pas oublier le sachet anti-humidité.

5. **Nettoyer si besoin le capteur et/ou l'antifouling kit** (cette manip peut nécessiter un tournevis cruciforme et du calme -> à ne pas faire sur le bateau si possible).

Il y a un **joint d'étanchéité** au niveau du pas de vis. Si ce dernier est endommagé, le remplacer par un autre fourni par le constructeur.

Opérationnalité du protocole

Compétences requises

Aucune

Relevé des mesures : 30 minutes chaque année (selon le nombre de miniDOT).

Coût du matériel

Environ 1300 € TTC le miniDOT (prenez en soin 😊 !!).