

Échantillonnage par coups de pied

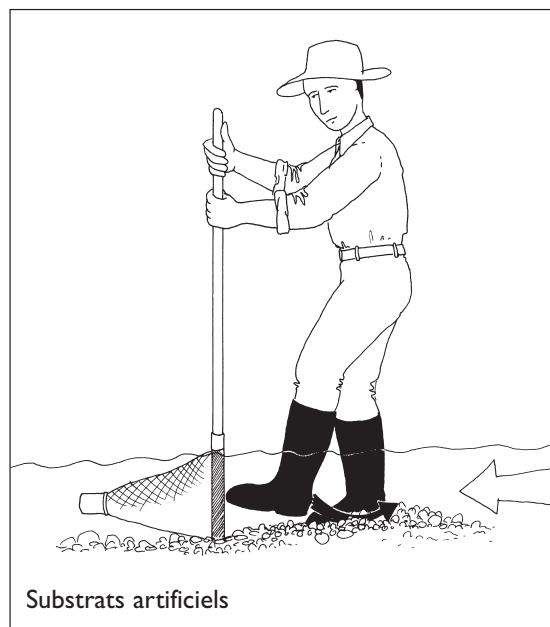
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Filet à manche, flacons à échantillons en plastique, bottes, feutre marqueur indélébile, formol à 40 % (ou méthanol à 70 %).

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Marquer le flacon avec un code (ex: numéro du site et de l'échantillon) à l'aide d'un feutre indélébile épais.
- Choisir un cours d'eau où effectuer l'échantillonnage. Normaliser le substrat échantillonné sur chaque site. Il est conseillé d'échantillonner dans des zones de courant caillouteuses, mais tout type de substrat est acceptable, dans la mesure où l'eau est courante.
- Faire face à l'aval et tenir le filet devant soi de manière à ce que l'eau pénètre dans le filet.
- Agiter le substrat pendant 30 secondes pour déloger les organismes en donnant des coups de talon tout en marchant lentement à reculons sur une courte distance (1 à 2 m).
- Sortir le filet de l'eau et faire tomber au fond du flacon les organismes et les débris pris sur les parois du filet (faire passer de l'eau sur le filet).
- Décrocher le flacon du filet. Boucher le flacon et mettre en place le flacon suivant. Il est également possible de vider le flacon dans un autre récipient étiqueté pour le transport.
- Ajouter du méthanol ou du formol, sauf si les échantillons sont traités dans les heures qui suivent leur prélèvement. Vider environ 25 % d'eau (au travers d'une mousseline pour éviter toute perte d'échantillon) et remplacer par une quantité équivalente de formol à 40 % ou de méthanol à 70 %.
- Répéter cette opération au moins deux fois de plus dans chaque station d'échantillonnage pour augmenter la quantité d'espèces piégées, tout en prenant garde à ne pas effectuer les prélèvements à l'endroit où les autres membres de l'équipe sont déjà passés. Si la station d'échantillonnage possède deux types de substrat, stratifier l'échantillonnage en fonction de leurs surfaces respectives: si le lit est composé de 60 % de cailloux et 40 % de gravier avec un peu de sable, prélever trois échantillons de plus petite taille sur les cailloux (ajuster la durée d'échantillonnage ou la surface agitée par coup de pied) et deux sur le gravier.
- Traitement: verser le contenu du flacon sur un plateau blanc et séparer à l'œil nu les organismes du sable, du limon et des débris, puis utiliser des pinces ou des pipettes Pasteur pour les plus petits organismes. Mettre les organismes dans des flacons contenant de l'alcool à 70 %, procéder au comptage et à l'identification.



CONSEILS

Ajuster la durée d'échantillonnage en fonction du substrat pour éviter de boucher le filet (échantillonnage inefficace) et de compliquer l'opération de tri. Dans les zones de courant, compter 30 secondes et 15 secondes dans les sédiments. S'il est nécessaire d'augmenter le nombre d'échantillons, réduire le temps mis à donner des coups de pied ou la distance échantillonnée. Cette technique est utile pour observer, immédiatement après la pulvérisation, les organismes vivants et ceux qui sont morts, dans la mesure où aucun liquide de conservation n'est ajouté après le prélèvement: trier le contenu du flacon sur un plateau blanc avant de procéder à la conservation.

Substrats artificiels

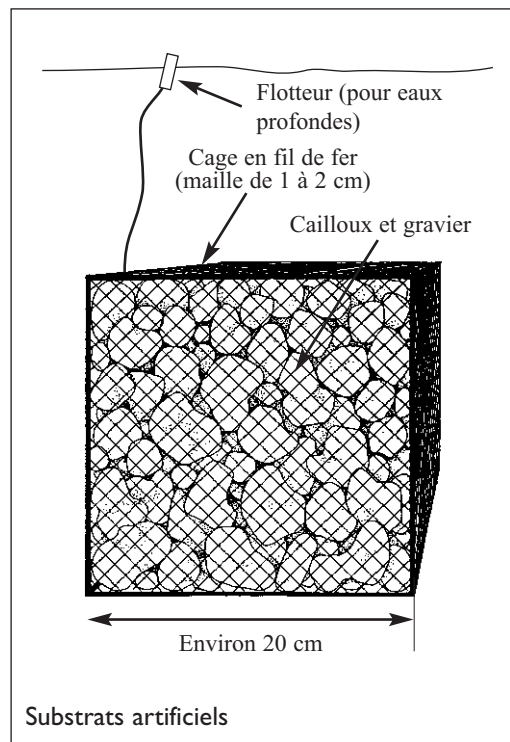
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Échantillonneurs, fil de fer, piquets, toile en mailles, flotteurs (liège), papier et crayons, flacons à échantillons, pinceau de 2 pouces, sacs plastiques, seau, stylo marqueur indélébile, formol à 40 %.

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Choisir une zone de lac ou de cours d'eau à échantillonner (le substrat se compose normalement de limon, de boue ou de roche apparente). Normaliser pour chaque site le positionnement de l'échantillonneur (ex: à la même distance de la végétation et de la berge ou, pour les cours d'eau, dans des courants de même force) et son exposition (ex: position sur la roche apparente, le sable ou les sédiments).
- Placer 4 à 6 échantillonneurs sur chaque site. Dans les eaux stagnantes ou à faible courant, poser l'échantillonneur sur le substrat et noter précisément sa position (tracer une carte et utiliser un flotteur pour les eaux profondes). Dans les eaux vives, amarrer l'échantillonneur à la roche apparente à l'aide de fil de fer fixé sur des piquets plantés dans des fissures.
- Laisser les échantillonneurs pendant au moins 2 semaines avant de les récupérer. Normaliser la durée pour chaque site.
- Lors de la récupération, envelopper rapidement, mais avec soin, l'échantillonneur dans un sac en mailles (mailles de 1 mm) avant de le sortir de l'eau. Cette précaution permet de récupérer les organismes délogés lors de l'opération.
- Mettre le sac contenant l'échantillonneur dans un seau d'eau, retirer le sac après l'avoir passé à l'eau, secouer l'échantillonneur, puis retirer les cailloux de la cage en fil de fer (si ce type est utilisé). Brosser le substrat à l'aide d'un pinceau pour s'assurer de prélever tous les organismes.
- Vider l'eau du seau comme requis pour atteindre le volume du flacon à échantillon. Verser l'échantillon dans un flacon étiqueté et assurer sa conservation en ajoutant du formol à 40 % (4 ml pour 100 ml d'échantillon).
- Trier et identifier les invertébrés. Combiner les résultats des substrats répétés pour chaque station d'échantillonnage et entrer les données dans un logiciel de traitement statistique. Tracer la courbe des moyennes avec l'erreur type.



CONSEILS

L'échantillonnage des substrats artificiels est une méthode destructive (biologiquement), mais les échantillonneurs peuvent être remis en place s'il est besoin d'effectuer un suivi en continu. On doit cependant les laisser immergés pendant 2 semaines pour permettre leur recolonisation.

Troubleau (aquatique)

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Troubleau, 20 flacons à échantillons, 3 seaux, feutre marqueur indélébile, 20 sacs plastiques, formol à 40 %, mousseline.

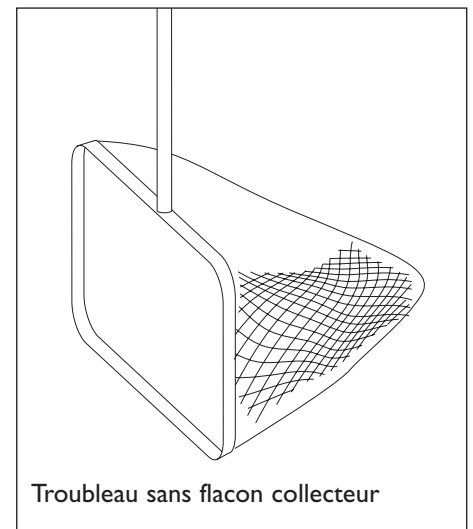
Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Normaliser le temps mis pour échantillonner la végétation sur tous les sites.

VÉGÉTATION ENRACINÉE

Méthode

- Marquer le flacon avec un code (ex: numéro du site et de l'échantillon) à l'aide d'un feutre indélébile.
- Choisir une zone de végétation où effectuer l'échantillonnage. Normaliser le substrat échantillonné sur chaque site. Exemple: papyrus et *Vossia*, pour 80 % de papyrus et 20 % de *Vossia*, prélever 4 échantillons sur papyrus et 1 sur *Vossia*.
- Tenir le troubleau à deux mains, racler les tiges submergées avec le cadre métallique du filet, puis balayer la zone entre les tiges et autour des racines en formant des huit, ce qui empêche les organismes de s'échapper du filet.
- Continuer cette opération pendant un temps défini, par exemple pendant 1 minute. Sortir le filet de l'eau et faire tomber au fond les organismes et les débris pris sur les parois (en faisant passer de l'eau sur les parois du filet).
- Décrocher le flacon à échantillon (si mis en place) et verser son contenu dans un autre flacon à échantillon étiqueté ou retourner le filet dans un seau d'eau pour y faire tomber les organismes. Vider l'eau (à travers une mousseline) comme requis pour atteindre le volume du flacon à échantillon. Verser l'échantillon dans un flacon étiqueté et assurer sa conservation en ajoutant du formol à 40 % (4 ml pour 100 ml d'échantillon).
- Répéter l'échantillonnage 3 à 4 fois sur chaque site.



HERBES FLOTTANTES

Méthode

- Prélever les herbes flottantes en entier en les faisant entrer rapidement dans le filet (ne pas passer le filet lentement, car les organismes détectent les mouvements et se laisseront tomber).
- Retourner le filet dans un seau d'eau contenant quelques gouttes de formol et laisser la végétation tremper pendant quelques minutes pour détacher tous les organismes.
- Secouer la végétation soigneusement avant de la mettre dans un sac plastique étiqueté. Transférer l'échantillon principal (l'eau restant dans le seau) dans un flacon étiqueté et assurer sa conservation comme décrit ci-dessus.
- Prélever 5 ou 6 échantillons de végétation flottante pour estimer la variation de l'échantillon. Il est intéressant d'exprimer la densité de la faune sur la végétation flottante (par opposition à la végétation enracinée) en fonction du poids sec de la végétation ou, encore mieux, en fonction du poids ou du volume des racines: cela diminue les biais dus à la biomasse située au-dessus de la surface, qui est variable tout au long de l'année.
- De retour au camp de base ou au laboratoire, trier la végétation pour prélever tous les organismes y adhérant. Consolider ces résultats avec ceux de l'échantillon principal.

CONSEILS

Les troubleaux peuvent aussi servir à capturer les insectes vivant à la surface des eaux ou autour de la végétation.

Échantillonnage par cylindre ou boîte

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Cylindre, boîte ou échantillonneur Surber, 2 filets (dont 1 de rechange), flacons à échantillons, feutre marqueur indélébile, formol.

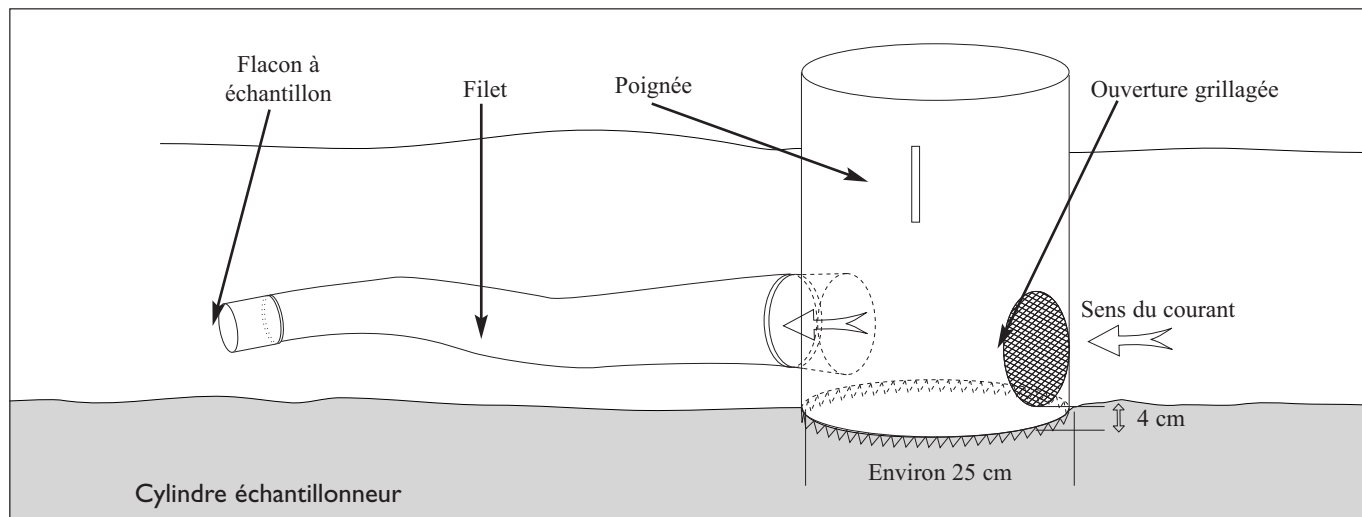
Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Choisir une zone du cours d'eau où effectuer l'échantillonnage. Les points clés à retenir sont: normalisation du substrat échantillonné sur chaque site (les zones de courant sont de bons endroits) et stratification de l'échantillonnage s'il existe une différence marquée entre les types de substrat.
- Faire face à l'amont du cours d'eau et enfoncer l'échantillonneur d'environ 5 cm dans le substrat (par mouvements rotatifs de va-et-vient): l'eau doit entrer par l'ouverture du cylindre ou de la boîte et le filet doit flotter vers l'aval. Ne pas échantillonner l'emplacement piétiné.
- Soulever les grandes pierres se trouvant dans le cylindre et détacher à la main les animaux accrochés (par exemple, les mollusques). Remuer le substrat dans l'échantillonneur pendant 1 à 2 minutes pour déloger les organismes qui seront alors entraînés par le courant dans le filet.
- Sortir l'échantillonneur de l'eau en faisant pendre le filet. Faire tomber au fond du flacon les organismes et les débris pris sur les parois (faire passer de l'eau sur les parois du filet).
- Décrocher le flacon du filet. Boucher le flacon (ou vider son contenu dans un autre récipient étiqueté pour le transport).
- Marquer le bouchon du flacon à échantillon avec un code (ex: numéro du site et de l'échantillon) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Ajouter du méthanol ou du formol.

Astuce: Vider un peu d'eau et remplacer par une quantité équivalente de solution de conservation.

- Répéter l'échantillonnage 4 à 8 fois pour obtenir des statistiques fiables. Trier les échantillons sur un plateau blanc contenant un peu d'eau. Combiner les résultats des échantillons répétés pour chaque station d'échantillonnage et entrer les données dans un logiciel de traitement statistique.



CONSEILS

Les cylindres échantillonneurs peuvent être utilisés dans les sédiments dans la mesure où le courant qui traverse l'échantillonneur est suffisamment fort pour entraîner les organismes dans le filet.

Échantillonnage de la dérive

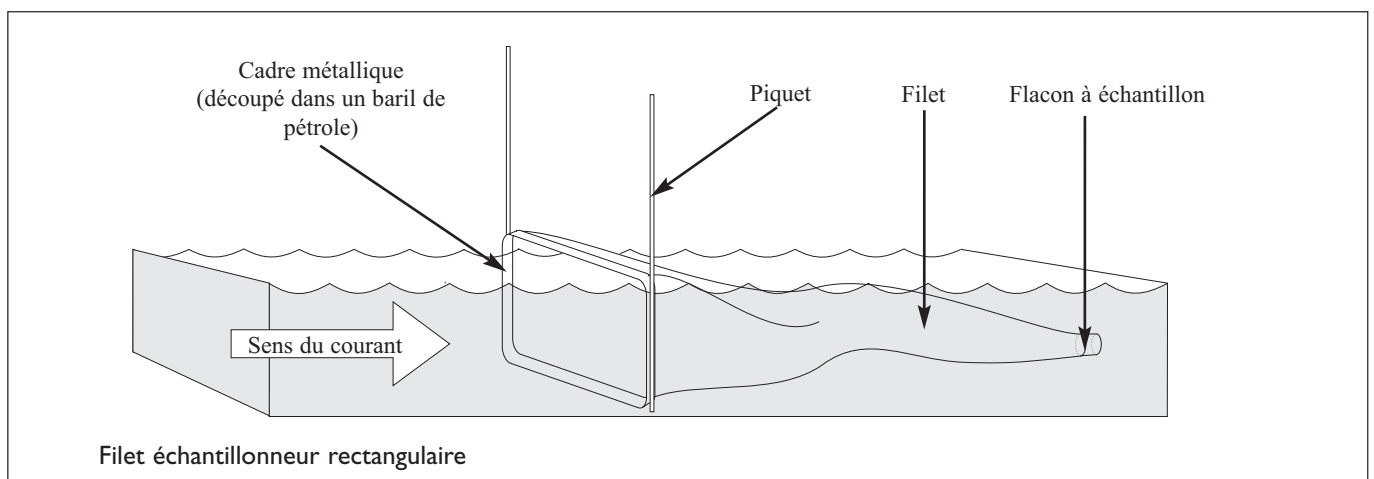
À RETENIR

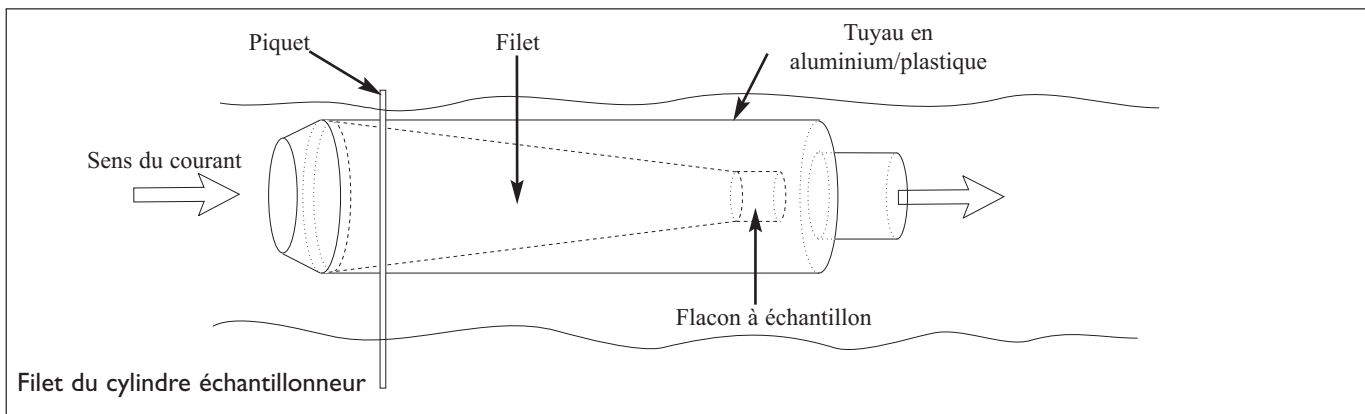
ÉQUIPEMENT: Filets dérivants, marteau et piquets, chaîne d'arpenteur, fil de fer ou ficelle, flacons avec bouchons à vis, orange ou bouchon de liège, feutre marqueur indélébile, mousseline, formol à 40 %, débitmètre.

Cette opération nécessite deux personnes.
Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Installer le filet dérivant dans une partie du cours d'eau où il est possible de passer à gué: quand le courant est fort, cette opération nécessite deux personnes. Planter les piquets dans le substrat et fixer le cadre du filet aux piquets à l'aide de fil de fer: l'ouverture doit être submergée et tournée vers l'amont. Les fers à béton font d'excellents piquets. Idéalement, placer 2 à 3 filets en amont et en aval de la pulvérisation.
- Mettre en place le flacon à échantillon et noter l'heure. Positionner les filets à la même distance du lit du cours d'eau et dans des courants de force similaire dans tous les sites. Mesurer le courant à l'aide d'un débitmètre placé dans l'ouverture du filet.
- Vider le filet périodiquement, par exemple toutes les 24 h. En cas de forte pluie ou de pulvérisation d'insecticide, raccourcir l'intervalle entre les prélèvements (par exemple, toutes les 2 à 4 heures). Tapoter l'extérieur du filet pour faire tomber au fond du flacon les organismes et les débris pris sur les parois.
- Noter les signes d'encrassement du filet: remous ou reflux. Consigner ces faits dans un carnet avec le numéro de l'échantillon, l'heure, etc. Dans ce cas, vider le filet plus souvent.
- Marquer le flacon avec un code (ex: numéro de l'échantillon et durée du prélèvement) à l'aide d'un feutre marqueur indélébile.
- Le flacon étant rempli d'eau, appliquer une mousseline sur l'ouverture pour éviter de perdre des spécimens et vider un peu d'eau (environ 25 %). Remplir le flacon de formol à 40 %, sauf si le traitement s'effectue dans les heures qui suivent le prélèvement. Calculer la densité de la dérive en prenant en compte la superficie de l'ouverture du filet (ou la superficie partielle si le filet n'était pas complètement immergé), le débit et le nombre d'animaux capturés pendant une période donnée. Si, lors de la durée d'échantillonnage, un volume de 20,1 m³ d'eau est passé au travers du filet et si le flacon à échantillon contient 102 Nematocera, exprimer le résultat en nombre d'individus par m³, c'est-à-dire $102/20,1 = 5$ Nematocera/m³.





MESURE DU COURANT

Il est possible d'estimer approximativement le débit qui traverse le filet à partir du débit du cours d'eau, dans la mesure où le filet n'est pas encrassé et qu'il ne gêne pas le courant. Consulter la fiche méthodologique traitant de la mesure du courant avec un objet flottant (chapitre 5). La mesure sera cependant plus précise avec un débitmètre étalonné, placé dans le tuyau de sortie d'un cylindre échantillonneur. Consulter la fiche méthodologique pour le calcul du débit.

CONSEILS

Les dimensions du filet dérivant ne sont pas imposées. Une dimension courante pour les rivières est une ouverture de 30 x 30 cm et de 30 cm x 15 cm (de haut) pour les ruisseaux.

Dans le limon ou la boue, les piquets doivent être suffisamment longs pour maintenir le filet en place. Dans les substrats rocheux, il est possible d'enfoncer des piquets métalliques dans le lit du cours d'eau ou d'attacher le filet à des arbres ou des piquets sur la rive.

Noter les phases de la lune, c'est-à-dire, pleine lune, nouvelle lune, etc. pendant l'échantillonnage. La dérive des invertébrés est plus importante juste après le coucher du soleil, mais la clarté de la lune modifie cette tendance et donc les prises.

Pièges à émergence

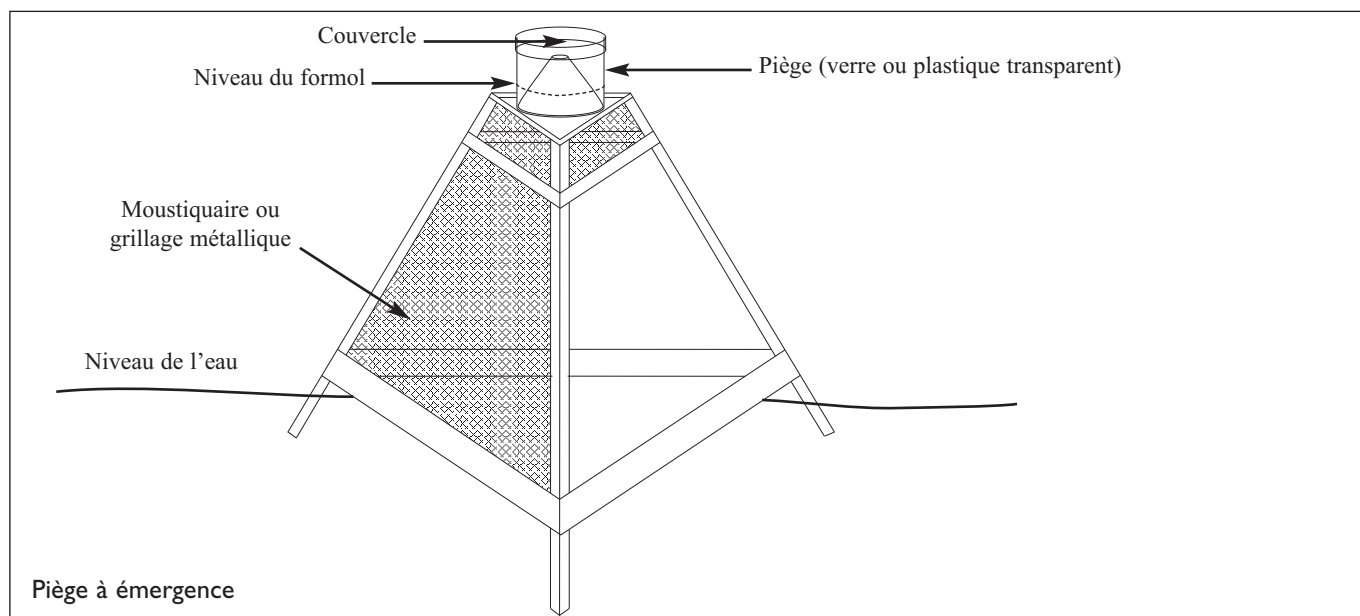
À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Pièges à émergence avec entonnoirs de collecte, ficelle, élastiques, couteau, pierres, flacons à échantillons, feutre marqueur indélébile, formol.

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Choisir, pour effectuer l'échantillonnage, une zone de cours d'eau ou de lagon accessible et pas trop profonde: la profondeur est déterminée par la longueur des pieds du piège. Normaliser le substrat échantillonné sur chaque site (ex: dans les herbes, sur la végétation ou les sédiments, etc.). Équiper les pièges à émergence de flotteurs pour effectuer l'échantillonnage dans les eaux profondes.
- Éviter de piétiner la zone où installer le piège et placer l'échantillonneur dans l'eau, de manière à ce que la base des côtés du piège ou du cône soit juste sous l'eau. Mettre le piège à niveau à l'aide de pierres ou accroître la hauteur des pieds.



- Placer l'entonnoir de collecte au sommet en le fixant à l'aide de ficelle ou d'élastiques. Remplir à moitié le récipient de formol et mettre le couvercle. Positionner 3 à 4 autres pièges à proximité en normalisant le substrat échantillonné sur le site. Laisser les pièges en position pendant au moins 2 semaines et visiter le piège tous les 2 jours pour vider le récipient de collecte.
- Pour vider le piège, aspirer les spécimens à l'aide d'une pipette Pasteur ou utiliser une pince. Transférer les insectes adultes (imagos) dans un flacon à échantillon contenant du formol à 4 %. Mettre une étiquette (écrite au crayon sur du papier) dans le flacon avant de le fermer.
- Identifier et compter les imagos. Calculer la surface échantillonnée pour chaque piège et consigner la densité d'imagos en nombres par m². Conserver les spécimens identifiés dans du formol, étiqueter et ranger.

Astuce: Consigner, pour tous les sites, les conditions météorologiques dominantes lors de la période d'échantillonnage: la pluie, l'ensoleillement et la température ont une influence sur l'émergence.

CONSEILS

Le modèle donné n'est pas le seul existant: voir Mundie (1971) pour d'autres types de pièges. Ces pièges suscitent la curiosité des populations: pour réduire les pertes et les dégâts, il est conseillé d'apposer une notice explicative et d'expliquer aux populations locales le but de l'opération.

Échantillonnage du plancton

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Filet à plancton, ligne de mouillage de 10 m, flacon de verre lesté et bouchon, flacons avec bouchons à vis, thermomètre, crayons et papier, formol à 40 %.

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

Méthode

- Pour le zooplancton, utiliser un filet de maille de 250-300 μm ; pour le phytoplancton, utiliser un filet de maille de 75 μm . Noter l'heure, qui doit être normalisée pour le site échantillonné.
- Nouer la ligne de mouillage à la bride du filet, fixer le flacon à échantillon et mouiller le filet pour le rendre plus lourd lors du lancer. Trouver un emplacement adéquat sur la berge du cours d'eau ou de la mare d'où lancer le filet, c'est-à-dire un emplacement sans branches d'arbres basses et dépourvu de rochers ou herbes dans l'eau. Enrouler la ligne de mouillage, puis tenir le filet par son cadre (voir schéma). Tenir l'extrémité de la ligne puis lancer la ligne enroulée et le filet aussi loin que possible. Noter la distance atteinte.

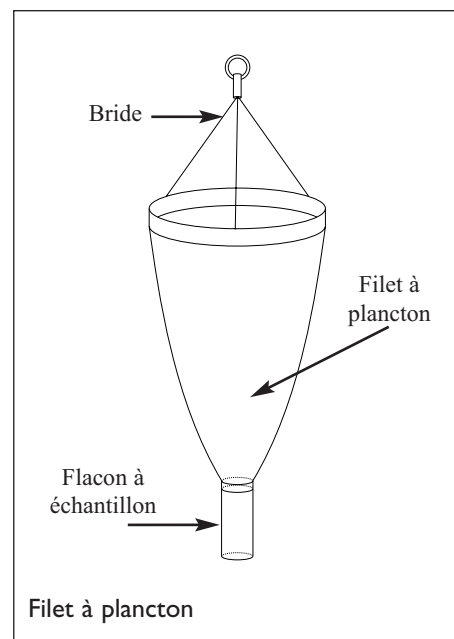
Astuce: pour faciliter la mesure de cette distance, nouer des nœuds dans la ligne tous les 50 cm.

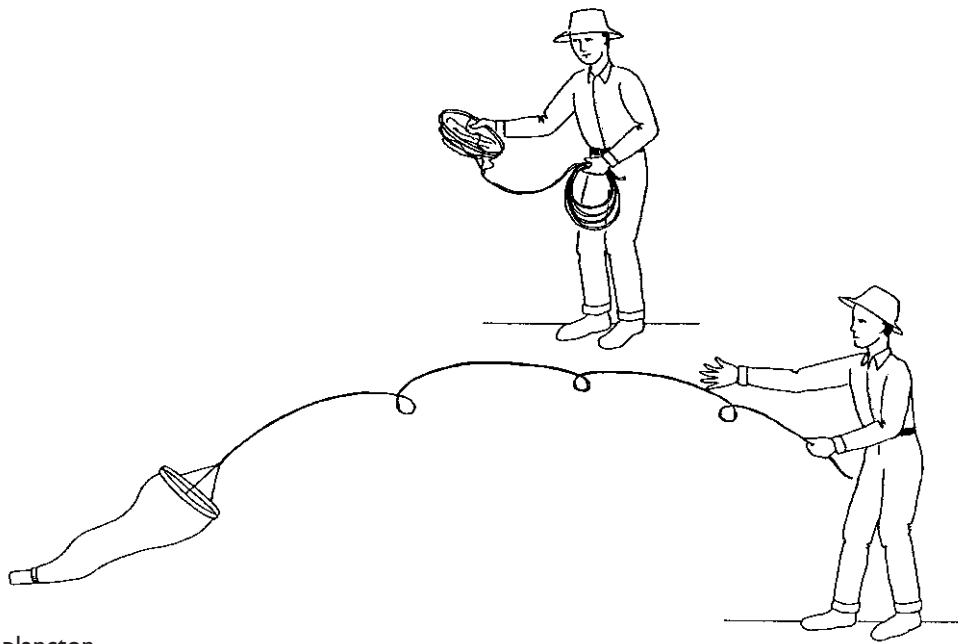
- Haler le filet à une vitesse constante: suffisamment lentement pour éviter qu'il ne fasse surface, mais suffisamment rapidement pour éviter qu'il ne coule. Sortir le filet de l'eau en tirant sur la bride et faire tomber au fond du flacon les organismes et les débris pris sur les parois (en faisant passer de l'eau sur les parois du filet). Défaire le flacon à échantillon, vider environ 10 % d'eau et remplacer par une quantité équivalente de formol à 40 %. Mettre dans le flacon une étiquette en papier écrite au crayon mentionnant le nom du site, la date et la longueur de halage. Fermer et retourner le flacon pour mélanger le contenu.
- Répéter l'opération 6 fois en numérotant les échantillons répétés. (Le filet peut aussi être tiré par un bateau sur une distance déterminée.)
- Il est également possible, si le plancton est dense (eaux de couleur verte), de remplir un flacon d'eau ou, dans les eaux plus profondes, d'immerger d'un pont ou d'un bateau, un flacon fermé et lesté puis de le déboucher à l'aide d'une ficelle nouée au bouchon une fois la profondeur requise atteinte. Prélever des échantillons répétés, ajouter la solution de conservation et étiqueter comme indiqué ci-dessus.
- Estimer le volume d'eau ayant passé au travers du filet en prenant en compte la distance de halage (m) et la superficie de l'ouverture du filet.

Si le diamètre de l'ouverture du filet = 30 cm, la superficie de l'ouverture est alors = πr^2 ou $3,142 \times 225 = 707 \text{ cm}^2$.

Pour une distance de halage de 7 m, le volume d'eau échantillonné = superficie de l'ouverture x longueur de halage = 4949 litres ou 4,9 m^3 . (Le volume d'eau échantillonné est surestimé, en raison de la contre-pression due à la résistance du filet au fur et à mesure qu'il s'obstrue.)

- Traiter les échantillons dès que possible, car ils se détériorent rapidement (voir le traitement du plancton, page 191).





Lancer du filet à plancton

CONSEILS

Dans les eaux profondes et si l'échantillonnage se fait d'un bateau, effectuer le halage du filet à plancton verticalement. S'efforcer de prélever le plancton à la même heure, car il change de profondeur en fonction de la lumière.

Échantillonnage à la benne

À RETENIR

ÉQUIPEMENT: Benne Ekman ou Petersen, tige, câble porteur ou corde pour les bennes, sacs plastiques solides, flacons à échantillons à large ouverture (1 litre), 3 seaux, feutre marqueur indélébile, formol à 40 %.

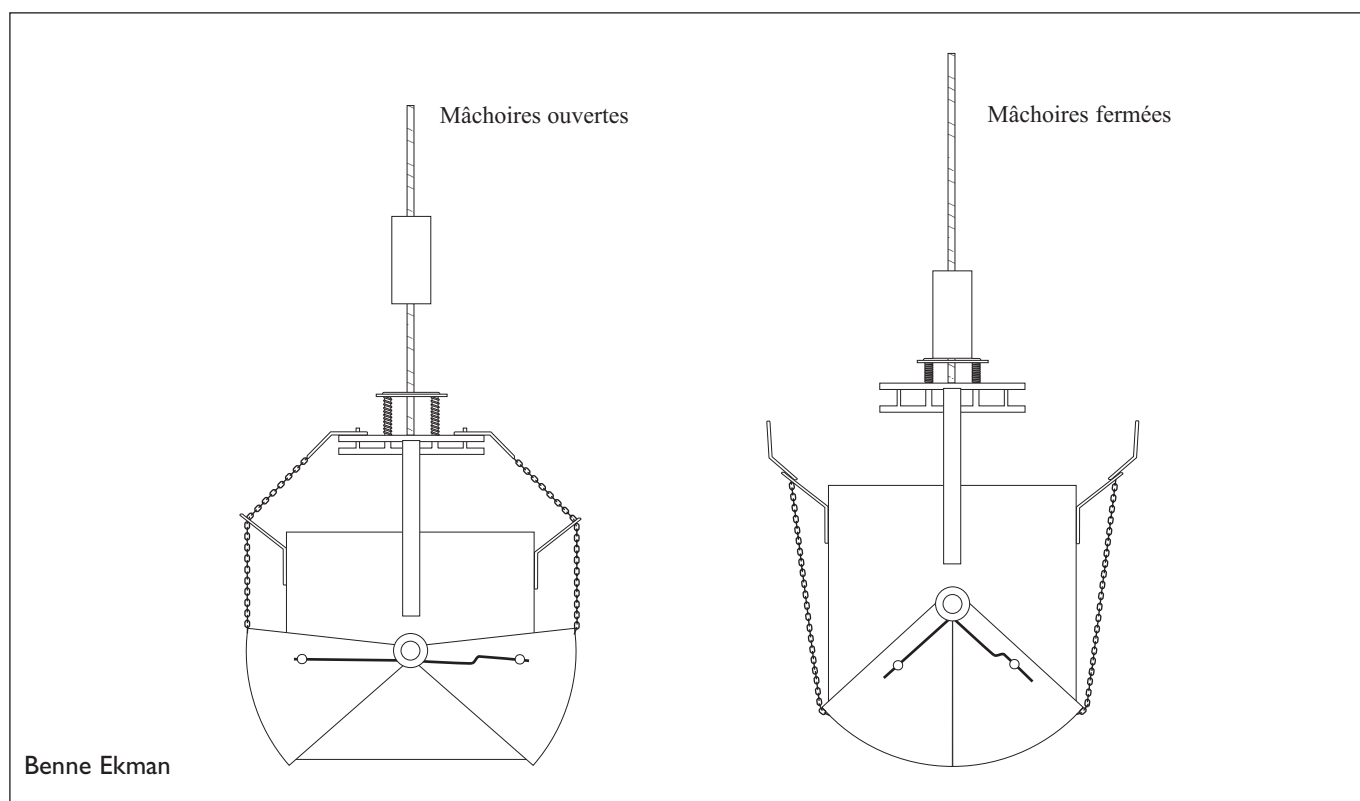
Cette opération nécessite deux personnes.

Manipuler le formol avec précaution (voir chapitre 3).

BENNE EKMAN

Méthode

- Sélectionner une zone où l'eau est peu profonde et dépourvue de végétation enracinée et de pierres. Normaliser le positionnement des bennes sur chaque site pour prélever les échantillons à la même distance de la végétation enracinée ou de la berge. De même, effectuer les prélèvements dans des mares de même taille ou, pour les cours d'eau, dans des courants de même force.
- Marcher lentement dans l'eau (pour ne pas perturber la visibilité) en tenant la tige de l'échantillonneur à bout de bras. Positionner l'échantillonneur sur du substrat plat et, selon son fonctionnement, tourner et pousser la tige ou actionner le câble porteur pour fermer les mâchoires.
- Soulever la benne verticalement en s'assurant qu'aucune branche ou pierre n'empêche les mâchoires de se refermer. Tenir l'échantillonneur au-dessus d'un seau et ouvrir les mâchoires pour récupérer l'échantillon. Laver la benne avec un peu d'eau pour faire tomber dans le seau les sédiments collés sur les parois.
- Verser le contenu du seau dans un sac plastique solide. Verser 50 ml de formol à 40 % dans le sac, mettre dans le sac une étiquette en papier écrite au crayon, fermer le sac et attacher une étiquette sur son col. Presser doucement le sac pendant 1 minute pour que le formol imprègne la boue.
- S'éloigner de quelques pas de la zone où l'échantillon précédent a été prélevé, puis répéter la procédure, en prenant garde à ne pas effectuer l'échantillonnage dans la zone piétinée. 4 à 8 échantillons répétés sont nécessaires pour des estimations quantitatives. La benne peut également être utilisée d'un bateau dans les eaux peu profondes.



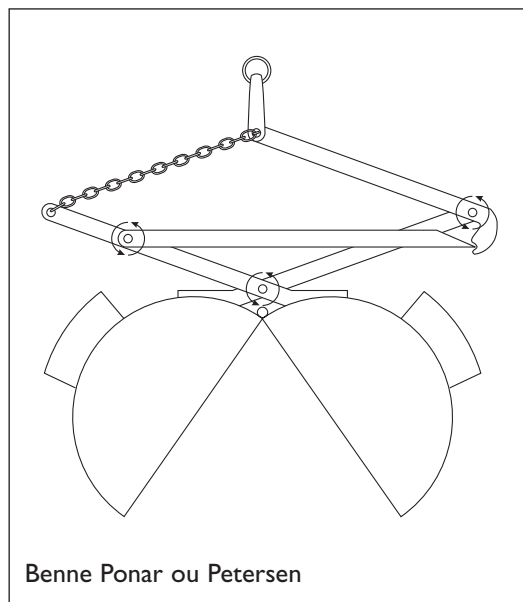
Dans les eaux plus profondes, mouiller la benne Petersen d'un bateau.

BENNE PONAR ET BENNE PETERSEN

Méthode

- Vérifier la profondeur à l'aide d'une pierre nouée à une ligne, puis vérifier s'il y a une longueur suffisante de corde fixée à la benne. Si le fond est visible, éviter la végétation pouvant s'emmêler dans les mâchoires. Enrouler la corde, ouvrir les mâchoires, lever la benne à l'arrière du bateau/canoë, puis laisser tomber la benne librement (prendre garde à ne pas se brûler avec le frottement de la corde).
- Dès que la corde est lâche, haler la benne et vérifier si les mâchoires sont bien fermées avant de vider la benne et de traiter l'échantillon comme décrit ci-dessus pour la benne Ekman.

Astuce: Il est plus facile de passer les échantillons au tamis pour retirer la boue et les débris dans le lac, car les grandes quantités d'eau qui sont requises pour répéter fréquemment cette opération sont rarement disponibles au camp de base.



Benne Ponar ou Petersen

CONSEILS

Quantité nécessaire: le nombre d'échantillons requis dépend de l'abondance d'espèces présentant un intérêt.

S'il est possible de laver et trier les échantillons le même jour, il n'est pas nécessaire de prévoir une solution de conservation: les organismes vivants sont plus faciles à voir sur un plateau blanc.

Traiter les échantillons de boue dès que possible, dans les 1 à 2 jours suivant le retour au laboratoire.

Laver la boue dans un jeu de tamis de 4 mm, 1 mm, 500 µm et 250 µm pour retirer les pierres et les débris et séparer les organismes. Renverser le contenu des tamis sur un plateau blanc et trier l'échantillon. Conserver les organismes dans du formol à 4 %.