

INSTITUT DE RECHERCHE SCIENTIFIQUE ET TECHNIQUE D'OUTRE-MER

O . R . S . T . O . M

PROJET REGIONAL DE LUTTE CONTRE L'ONCHOCERCOSE  
SURVEILLANCE DE LA FAUNE NON CIBLE

ETUDE QUANTITATIVE DE L'ENTOMIOFAUNE AQUATILE  
METHODOLOGIE ET ORGANISATION

par C. DEJOUX\* et J.M. ELGGARD\*\*

N° 191 /ORSTOM/1975

Laboratoire d'Hydrobiologie  
B.P. 1434 BOUAKÉ  
République de Côte-d'Ivoire

\* Hydrobiologiste de l'O.R.S.T.O.M.

\*\* Entomologiste médical de l'O.R.S.T.O.M.

## P L A N

### Introduction

#### I. Facteurs biotiques ou abiotiques induisant le choix des différentes méthodes.

- I.1. Hétérogénéité des biotopes en milieu d'eau courante.
- I.2. Variations saisonnières.
- I.3. Diversité des cours d'eau.
- I.4. Facteurs liés au comportement de l'insecticide.

#### II. Techniques d'études adaptées à des conditions particulières.

- II.1. Milieux d'eau courante rapide.
  - 1.1. Estimation de la densité de dérive.
  - 1.2. Échantillonnage de Surber.
- II.2. Milieux à courants très faibles ou nuls.
  - 2.1. Benne d'Ekman.

#### III. Techniques mixtes pouvant être mises en oeuvre dans les deux cas.

- III.1. Substrats artificiels.
- III.2. Pièges lumineux.

#### IV. Organigramme.

#### Annexe.

Le programme de lutte contre l'Onchocercose humaine en Afrique de l'Ouest consiste en un traitement chimique contre les larves de Simulium damnosum. Il paraît vraisemblable que l'Abate Standard Procida, insecticide organophosphoré employé lors d'une telle campagne, ait une certaine toxicité vis-à-vis de la faune aquatique non cible et plus particulièrement sur l'entomofaune. Le milieu lotique étant hétérogène et sujet à des variations saisonnières, la surveillance des peuplements d'insectes doit s'effectuer au moyen de techniques diversifiées et complémentaires, spécifiquement adaptées au milieu d'étude. Pour ce faire, il faudra tenir compte des facteurs suivants.

I./ Facteurs biotiques et abiotiques induisant le choix des différentes méthodes.

#### I.1. Hétérogénéité des biotopes en milieu d'eau courante.

Outre les variations ponctuelles inhérentes à la morphologie locale des cours d'eau, nous pouvons distinguer au moins deux grands types de biotopes dans les rivières ouest africaines.

- Des vasques ou des portions de cours généralement larges et profondes, à courant faible et à fond sablo-vaseux présentant, sporadiquement, des blocs rocheux,
- des rapides constitués de rochers naturels ou d'obstacles artificiels entravant le cours normal de la rivière.

L'entomofaune peuplant ces deux types de biotopes, rapides et biefs d'étal, est très différente l'une de l'autre, tant d'un point de vue systématique qu'écologique.

Il est aussi probable que, du fait de la situation différente de ces deux écotopes par rapport au point d'épandage de l'insecticide, la faune les peuplant y réagisse différemment.

#### I.2. Variations saisonnières.

L'hydrologie des rivières est fortement sujette à variations au cours des saisons ; les deux faciès extrêmes étant rencontrés en saison sèche et en saison des pluies. L'écologie des organismes aquatiques ainsi que la distribution des espèces sont alors fortement remaniées. Un exemple peut être pris en considérant

la répartition des gîtes à larves de simuliés au cours d'une année. Ces gîtes sont diffus mais continus en saison des pluies, nombreux mais localisés en saison sèche. Beaucoup d'autres espèces rhéophiles réagissent de façon identique. Pour tenir compte de ces variations saisonnières, la comparaison des résultats ne pourra se faire que d'une année sur l'autre.

### I.3. Diversité des cours d'eau.

De nombreuses différences géographiques, morphologiques, hydrologiques, physico-chimiques et faunistiques existent entre les cours d'eau. Il s'avère donc nécessaire d'étudier plusieurs d'entre eux afin de mettre en évidence l'apparition d'effets toxiques de l'insecticide dans certaines conditions de milieu plutôt que d'autres. Par ailleurs, des changements notables intervenant à grande échelle sur les écosystèmes lotiques traités pourront ainsi être décelés.

### I.4. Comportement de l'insecticide.

En saison des pluies, grâce au courant relativement important en tout point de la rivière, l'insecticide est rapidement dilué et progresse sur de longues distances (plusieurs dizaines de kilomètres). Les zones de rapides ainsi que les biefs d'étal sont également touchés par l'insecticide.

En saison sèche, l'insecticide est généralement surdosé au niveau des rapides du fait de sa faible dilution et de son temps de passage plus rapide (distance d'épandage beaucoup plus proche). Par contre il ne progresse que peu ou pas dans les vasques, n'affectant ainsi que les peuplements situés immédiatement en aval du point de traitement.

La faune rhéophile risque d'être plus particulièrement atteinte par l'insecticide que la faune des vasques. En conséquence ces deux biotopes devront être surveillés simultanément.

Afin de distinguer les éventuels effets toxiques des variations faunistiques naturelles saisonnières, il faudra enfin étudier un cours d'eau non traité parallèlement aux observations faites en zone de traitement.

En tenant compte des principaux points exposés ci-dessus, les différentes méthodes d'étude suivantes ont été adoptées.

.../...

## II./ techniques adaptées à des conditions particulières.

### II.1. Milieux d'eau courante.

#### 1.1. Estimation de la dérive de dérive.

L'étude de la dérive dans les milieux d'eau courante par et une bonne estimation des échantillons présents. Cette technique peut être utilisée à la fois en saison des pluies sur tout le cours et en saison sèche dans les zones de rapides.

#### Méthode.

Lorsque les conditions spatiales le permettent, nous préconisons l'emploi d'un filet triple (cf. figure 1), constitué de mousseline torgal de vide de maille de 350 microns. A l'extrémité de chaque filet est fixé un tube filtrant amovible. L'emploi de filet unique n'est conseillé qu'en cas d'impossibilité d'utilisation du filet triple.

La dérive des animaux aquatiques présentant un rythme nyctéral à maximum nocturne, il est important de travailler à heure fixe, au moment où le nombre d'organismes dérivant est élevé. En dérive nocturne, nous préconisons d'effectuer deux prélèvements de trois minutes (1 prélèvement = 3 échantillons), 1 h30 après le coucher du soleil. Un prélèvement diurne complémentaire d'une demi-heure sera également recollé entre 11 h. et 16 h. Le lieu de prélèvement doit être toujours le même.

Le modèle de fiche de dépouillement des dérives (fiche de type 1), donne en annexe, nous paraît le mieux adapté pour collationner les résultats bruts. Le résultat final s'exprimera par une densité de dérive correspondant au nombre d'individus dérivant par m3 d'eau filtré. Cette densité est donnée par la formule :

$$ID = \frac{\bar{N}}{V}$$

où : ID est le nombre d'individus dérivant par m3 d'eau filtré.

$\bar{N}$  est la moyenne du nombre d'individus par échantillon.

V est le volume d'eau filtré. On obtient le volume par la formule :

$$V = v.S.t$$

où : v est la vitesse du courant en m/s, mesurée à l'entrée du filet.

S est la section du filet en m2.

t est le temps de prélèvement en secondes.

.../..

Il est évident que cette expression des résultats, qui nous paraît être la meilleure, ne parait qu'une comparaison des densités de dérive dans le cas où les vitesses de courant sont identiques ou proches. On sait, en effet, que la dérive des organismes est étroitement liée au vecteur vitesse du courant, des vitesses fortes entraînent un "arrachement" important de la faune alors que de faibles vitesses n'ont pratiquement aucun effet.

En conséquence, cette technique d'étude ne pourra être utilisée qu'en saison des pluies et en saison sèche dans les zones où la vitesse du courant est d'au moins 0,20 m/s. Par ailleurs cette technique est impropre à l'échantillonnage des organismes infodés aux eaux calmes. Enfin la densité de dérive des animaux est plus élevée au niveau du fond qu'au niveau de la surface. A vitesses de courant égales, les densités de dérive de saison sèche obtenues dans des zones de faible profondeur n'auront pas la même signification que celles obtenues en surface des hautes eaux durant la saison des pluies.

En résumé, les résultats obtenus permettront de comparer d'une année sur l'autre et pour un même fleuve, les densités de dérive pour des conditions hydrologiques identiques. De plus, il sera possible de comparer les densités de dérive de deux cours d'eau si toutefois ils se trouvent dans des conditions hydrologiques semblables et que les vitesses de courant soient très proches.

## 1.2. Echantillonneur de Surber.

Cet appareil sera utilisé de manière classique sur toutes les surfaces rocheuses présentant des zones suffisamment planes pour l'y poser. Le filet en mousseline torgal de vide de maille de 350 microns est dirigé vers l'aval, l'appareil étant placé dans le sens du courant. L'extrémité du filet est munie d'un collecteur cylindrique présentant une face filtrante amovible dans le retrait et le stockage permettant la récupération des organismes ayant dérivé.

La surface délimitée par l'appareil (15cm. x 15cm.), sera soigneusement brossée d'avant vers l'arrière et en direction aval afin de déloger et d'éviter tout orail et débris. Après le brossage, nous préconisons d'écarter sur le pourtour de la face en contact avec le rocher, une bande d'ortie ou de

qui permet une meilleure adhésion au substrat.

Les résultats des dépouillements seront reportés sur une fiche de type 2 (cf. annexe).

## II.2. Milieux à courants très faibles ou nuls.

### 2.1. Bonne d'Ekmann.

Cet appareil classique échantillonne une surface mobile de 15x15cm. Il peut être utilisé soit avec une corde et un messageur en zone profonde, soit simplement à la main ou avec un manche en zone peu profonde. Sur fond sableux, il est impératif de s'assurer que les mâchoires soient bien fermées au retrait de la benne, pour considérer l'échantillon comme correct. L'échantillon récolté sera placé dans un récipient et brassé à la main pour le dissocier. Par fraction ou en une seule fois selon son importance il sera tamisé sur un tamis de vide de maille égal à 350 microns. Un vide de maille supérieur provoquerait une trop grande perte de petits organismes et un vide inférieur rend difficile le tamisage. Le refus des tamis comprenant des débris mélangés aux organismes vivants sera fixé pour un tri ultérieur en laboratoire.

Les résultats seront reportés sur une fiche de type 2. (cf. annexe).

## III./ Techniques mixtes pouvant être mises en oeuvre dans les deux cas.

### III.1. Substrats artificiels.

La colonisation par l'entomofaune aquatique de substrats artificiels permet une surveillance des peuplements présents aussi bien dans les biefs d'eau très courante que dans les biefs d'eaux lentes ou stagnantes.

Dans cette optique, nous sommes en train de tester plusieurs types de substrats, de forme et de composition variées, afin de ne retenir que le type colonisé par le plus grand nombre d'espèces et le plus grand nombre d'individus.

C'est ainsi que sont actuellement essayés :

- des supports en bois présentant des encoches,
- des cailloux latéritiques alvéolés,
- des pavés en ciment de 7.7.4cm.

Nous ferons part de nos résultats et de notre choix dès que l'analyse des données sera terminée.

### III.2. Pièges lumineux.

Les prélèvements obtenus grâce à ce moyen d'étude ne sont pas quantitatifs, mais peuvent fournir des renseignements d'ordre écologiques importants, notamment en ce qui concerne les rapports numériques des espèces entre elles (dominances) ou les disparitions de certaines.

d'autre part, si des adultes d'une espèce sont capturés en abondance alors que les formes juvéniles n'ont pas été trouvées dans la partie échantillonnée du cours d'eau, il serait utile de rechercher de manière précise le lieu de localisation de ces formes et ne pas conclure hâtivement à une disparition complète des espèces en cause. Nous ne préconisons aucun type particulier de pièges, toutefois des résultats satisfaisants sont obtenus en plaçant une simple lampe lumogaz au centre d'un plateau émaillé blanc contenant quelques cm<sup>3</sup> d'eau formolée à laquelle on ajoute un agent mouillant. Un piégeage d'une demi-heure permet de récolter suffisamment de matériel.

### IV./ Organigramme.

En fonction des techniques d'étude précédemment exposées nous préconisons pour chaque station d'étude l'organigramme suivant :

#### En saison sèche :

- 2 prélèvements de dérive faits 1h30 après le coucher du soleil (6 échantillons),
- 1 prélèvement de dérive fait entre 11h. et 16h. (3 échantillons),
- 5 prélèvements au filet Surber,
- 5 prélèvements au moyen de la benne d'Ekman,
- 10 échantillons de substrats artificiels,
- 1 échantillon obtenu par piège lumineux (1/2 heure).

#### En saison des pluies:

- 2 prélèvements de dérive faits 1h30 après le coucher du soleil (6 échantillons),
- 1 prélèvement de dérive récolté entre 11h. et 16h. (3 échantillons),
- 10 échantillons de substrats artificiels,
- 1 échantillon obtenu par piège lumineux (1/2 heure)

## Annexe.

## 1. Fixation des échantillons.

Tous les échantillons de faible volume (quelques cm<sup>3</sup>) seront fixés à l'alcool à 70° en quantité suffisante. Les échantillons plus volumineux (Bonne d'Ekman) seront fixés avec une solution de formol à 4 %.

## 2. Utilisation de la fiche de dépouillement de type 1 :

Type: dérive.

n° : 1 ou 2 selon le prélèvement.

T : total partiel des individus d'un échantillon  
exemple des trichoptères portés sur la fiche.

$\Sigma T$  : total des individus des trois échantillons  
d'un même prélèvement.

$\bar{N}$  : nombre moyen d'individus par <sup>échantillon</sup>~~prélèvement~~

$\bar{N} = \frac{\Sigma T}{n}$  où n est le nombre d'échantillons (3).

ID : densité de dérive obtenue au moyen de la formule ci-dessus page 3.

$\overline{ID}$  : densité moyenne de dérive pour les deux prélèvements consécutifs récoltés le même soir.

$\Sigma \overline{ID}$  : densité de dérive totale obtenue sans tenir compte des ordres et catégories d'individus.

## 3. Utilisation de la fiche de dépouillement de type 2 :

Type : Bonne d'Ekman

Surber

Substrats artificiels

X : moyenne des individus par échantillon.

% : pourcentage de l'effectif d'une catégorie d'individus par rapport au total des organismes récoltés.

Densité moyenne par m<sup>2</sup>: Ce chiffre n'est utile que dans les cas de prélèvements faits au moyen de la bonne d'Ekman et du filet Surber. Il est égal au nombre moyen d'individus par échantillon multiplié par le coefficient  $10.000 / 225 = 44,44$ .

## Abréviations communes aux deux fiches :

A. = adulte

N. = nymphe

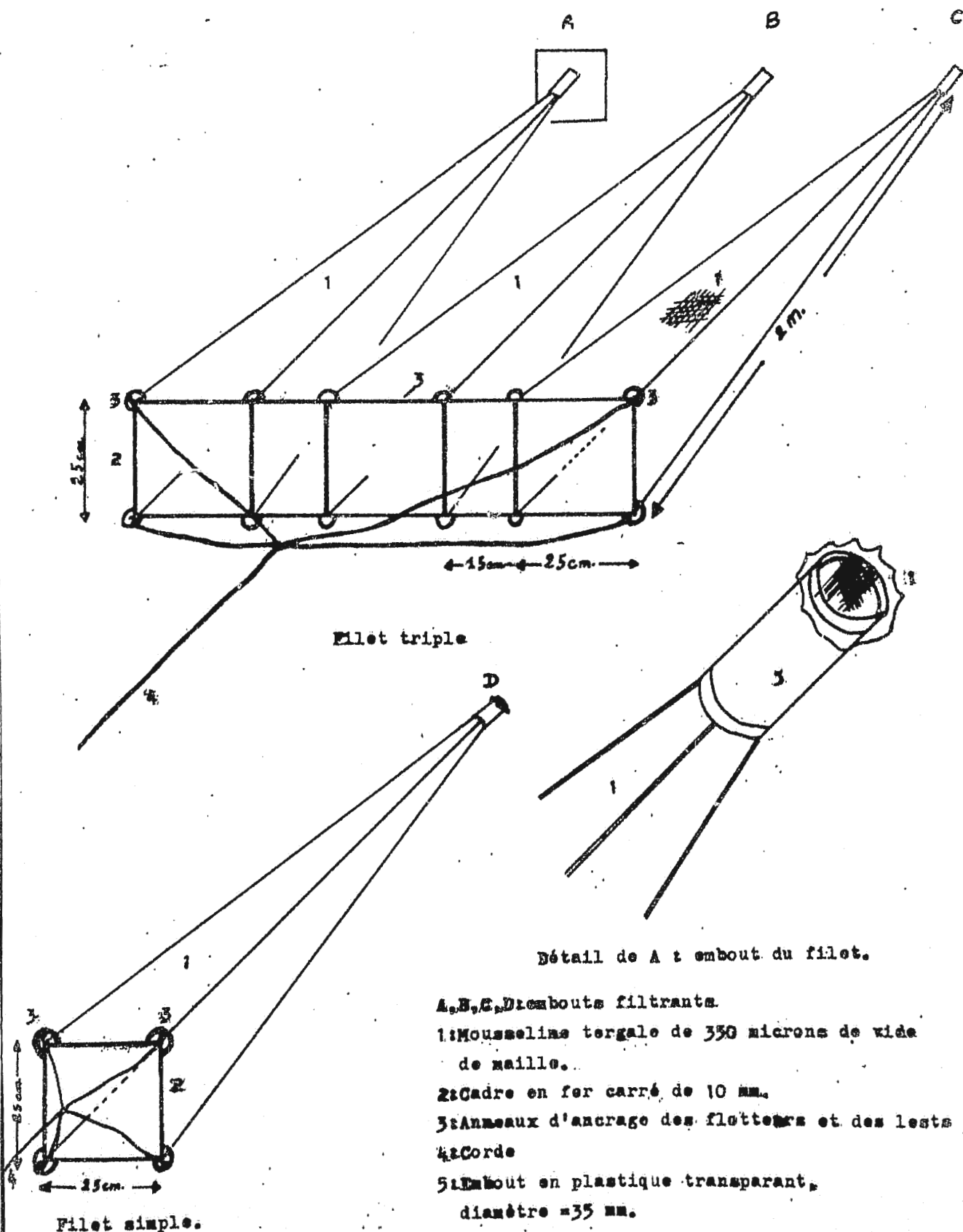
L. = larve

An. = anisoptère

Zy. = Zygoptère

Aq. = aquatique

FILETS A DERIVE - Figure 1.



Observations :

Σ ID :

Vitesse :

Volume filtré :

Echelle :

Largeur :

Type :

Lieu :

Date :

Lune :

Durée :

N°:

Biotope :

Heure :

Organismes

1

2

3

4

Nombres

T

Nombres

T

Nombres

T

Σ T

N

ID

ID

Tricho.

A

N

L

Ephe.

A

L

Chiro.

A

N

L

Simu.

A

L

Dipt. autres

Odonate

An.

Zy.

Pléco.

L

Hémi. Aq.

Coléo. Aq.

L

A

Lépid. Aq.

Hydracariens

Nématodes

Oligochètes

Zooplankton

TOTAL ind.

Observations :

Densité moyenne par m2 : .

Profondeur :

Echelle :

Largeur :

Type :  
n°

Lieu :  
Biotope :

Date :

[illegible]

TOTAUX

Dejoux Claude, Elouard Jean-Marc. (1975).  
Etude quantitative de l'entomofaune  
aquatique : méthodologie et normalisation.  
Bouaké : ORSTOM, 10 p. multigr.