

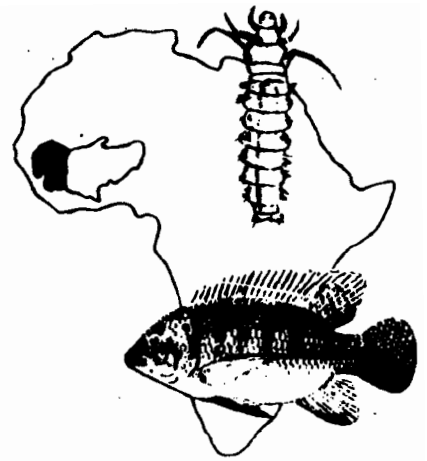
**CONVENTION OMS - ORSTOM**

**SURVEILLANCE**

**DE**

**L'ENVIRONNEMENT AQUATIQUE**

**EXTENSION OUEST - OCP**



**INITIATION AUX TECHNIQUES ET METHODES  
DESTINEES A ETUDIER CERTAINS PARAMETRES BIOLOGIQUES  
DE L'ICHTYOFAUNE TROPICALE**

**D. PAUGY**

**Rapport n°13 Date: 1er mars 1986**

**ORSTOM**

**Laboratoire d'Hydrobiologie  
B.P 2528 Bamako Mali**

**INITIATION AUX TECHNIQUES ET METHODES  
DESTINEES A ETUDIER CERTAINS PARAMETRES BIOLOGIQUES  
DE L'ICHTYOFAUNE TROPICALE**

**D. PAUGY**

**Rapport n° 13 Date: 1er mars 1986**

PROGRAMME DE LUTTE CONTRE L'ONCHOCERCOSE

ZONE D'EXTENSION OUEST

\*\*\*\*\*

SURVEILLANCE DU MILIEU AQUATIQUE

Laboratoire d'Hydrobiologie de l'ORSTOM de Bamako (+)

\*\*\*\*\*

INITIATION AUX TECHNIQUES ET METHODES  
DESTINEES A ETUDIER CERTAINS PARAMETRES BIOLOGIQUES  
DE L'ICHTHYOFAUNE TROPICALE

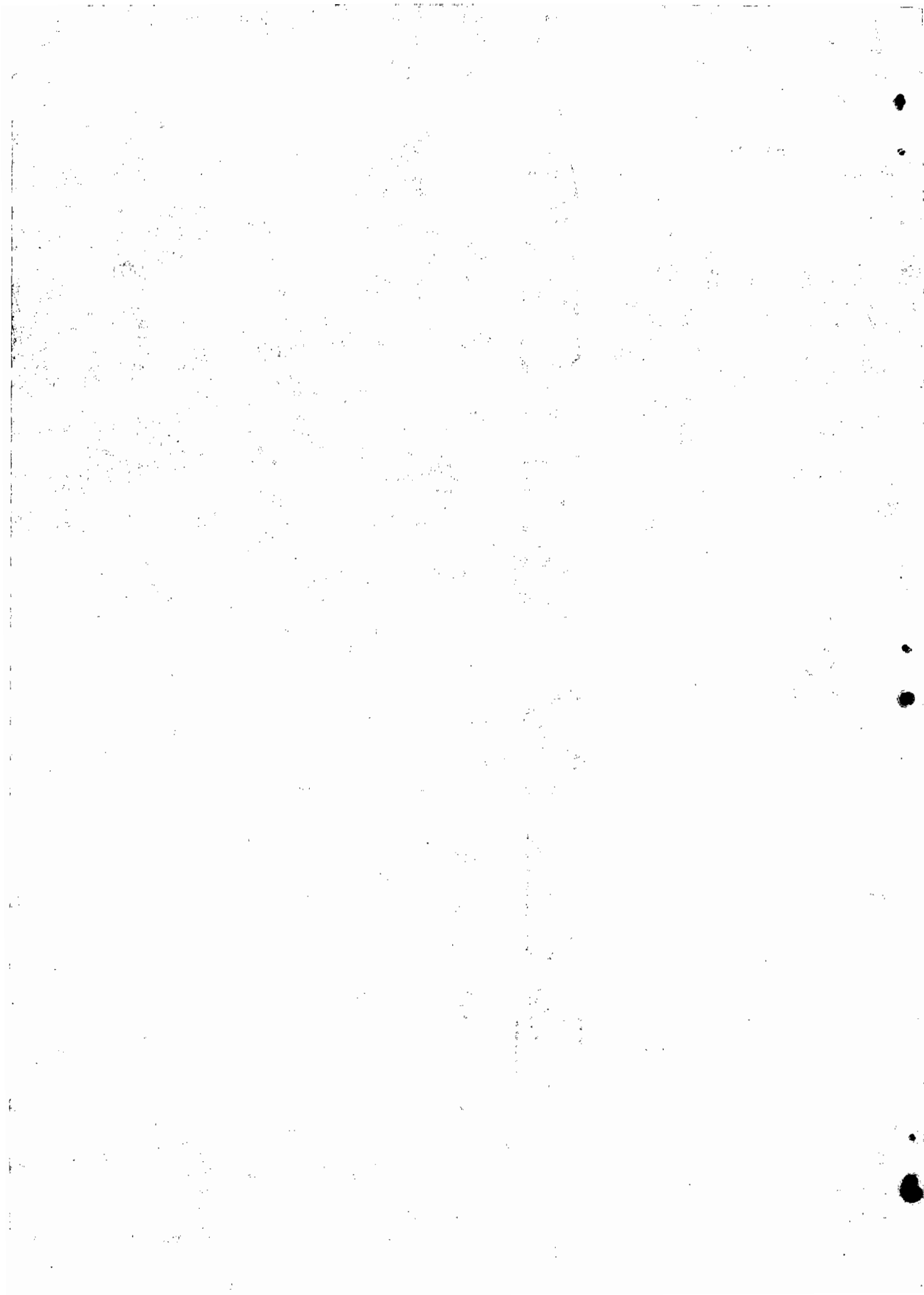
D. PAUGY

\*\*\*\*\*

Bamako le 1er mars 1986

\*\*\*\*\*

(+). B.P. 2528 Bamako, MALI.













les ovocytes en début de vitellogénèse ne sont plus transparents;

- \* stade 3 (f3): femelles en maturation. Les ovaires sont entièrement opaques et ont pris transversalement une forme arrondie. La vascularisation devient bien visible. La plupart des ovocytes sont entièrement opaques;
- \* stade 4 (f4): femelle en maturation. Les ovaires sont maintenant deux sacs volumineux;
- \* stade 5 (f5): femelle mûre, prête à pondre. Les ovocytes sont libres à l'intérieur de l'ovaire et peuvent être expulsés par une faible pression sur l'abdomen du Poisson;
- \* stade 6 (f6): femelle venant de pondre. Les ovaires sont flasques, sanguinolents et de volume réduit. Ils peuvent parfois contenir encore quelques oeufs non expulsés lors de la ponte.

Pour plus de détails sur ce sujet, en ce qui concerne certaines espèces particulières, on consultera le travail effectué par Albaret en Côte d'Ivoire (1982).

Pour les mâles, nous nous contenterons de définir trois stades:

- \* stade 0 (m0): mâle immature. Les testicules sont deux très fins filaments à peine visibles à l'oeil nu. ils sont souvent à ce stade entourés de graisse et donc difficiles à observer;
- \* stade 1 (m1): mâle en activité sexuelle. Les testicules sont blancs plus ou moins gonflés de laitance suivant l'avancement de la maturité;
- \* stade 2 (m2): mâle mûr. la laitance s'écoule du tractus génital par simple pression sur les flancs de l'individu.

On pourra encore éventuellement simplifier et ne reconnaître que deux stades, le premier correspondant à m0 sera noté m- et le second regroupant m1 et m2 sera appelé m+.

Lors de chaque échantillonnage, il sera nécessaire de disséquer tous les individus pêchés et de déterminer leur sexe ainsi que leur degré de maturation.

La méthode de reconnaissance de l'état sexuel que nous venons d'exposer a l'avantage d'être simple et rapide d'utilisation. En revanche, elle a l'inconvénient d'être statique et relativement subjective. Elle est statique car la maturation des gonades n'est pas quelque chose de figé mais une évolution perpétuelle dans le temps sauf peut-être en ce qui concerne l'état de repos. Elle est subjective car l'appréciation de différents déterminateurs n'est pas identique et ce d'autant que l'opérateur connaît moins bien l'espèce sur laquelle il travaille.

Pour remédier à cela il est alors utile d'employer une autre méthode qui est plus lourde d'emploi mais qui est nettement plus rigoureuse et traduit l'évolution réelle des gonades dans le temps. Cette technique consiste à peser pour l'ensemble des Poissons les gonades et de calculer le pourcentage pondéral qu'elles représentent par rapport au poids somatique. C'est le rapport gonado-somatique ou R.G.S. Bien évidemment et de façon individuelle le R.G.S. ne sera apprécié que pour les femelles, les testicules ayant un poids trop faible pour être correctement estimé. Pour pallier cet inconvénient et si l'on veut tout de même en connaître le poids, on pourra peser ensemble les testicules d'une dizaine d'individus de poids sensiblement identiques puis évaluer à partir de cette pesée le R.G.S. moyen.

Dans la mesure où les mâles doivent forcément être mûrs en même temps que les femelles, l'estimation du R.G.S. testiculaire en raison de sa faible valeur n'est toutefois pas indispensable. Son calcul permettra néanmoins de connaître le temps que mettent les mâles pour passer du repos à la maturation.

Dans la suite de ce travail, nous ne parlerons que des techniques concernant les femelles étant entendu qu'elles sont applicables aux mâles aux restrictions près déjà formulées plus haut.

Mais avant de connaître la période à laquelle une espèce se reproduit, il est nécessaire de savoir à partir de quelle taille elle est susceptible de le faire. Il faut donc pour cela déterminer la taille de première reproduction.

#### 1.1.4. Détermination de la taille à la première reproduction.

Pour évaluer la taille à laquelle les individus d'une espèce se reproduisent pour la première fois, il est pratique de séparer les Poissons en deux catégories. Une première correspondant aux spécimens immatures, au repos ou en début de maturation (m- et f-) et une seconde regroupant les Poissons en maturation avancée, prêts à se reproduire ou

venant de frayer (m+ et f+). En pratique pour les femelles on considèrera comme f- les stades 0 à 2 (R.G.S. = 0-5 % suivant les espèces) et comme f+ les stades 3 à 6 (R.G.S. > 6 % suivant les espèces et sauf pour le stade 6).

Pour chaque catégorie, on regroupera les individus par gammes de tailles allant de 5 en 5 mm pour les petites espèces ou de 10 en 10 mm pour les plus grandes et on notera pour chaque sexe et pour chaque intervalle de tailles la proportion de Poissons mûrs et d'individus immatures ou au repos.

Cependant, avant de voir à quelle taille une espèce se reproduit pour la première fois, il convient de savoir si elle ne se reproduit qu'une fois par an durant un laps de temps défini et relativement court ou si au contraire elle est susceptible de pondre tout ou partie de l'année sans qu'il y ait de période de frai bien définie pour l'ensemble de la population.

Il est évident que tel ou tel type de reproduction ne peut être connu de façon certaine tant que la période de reproduction est ignorée. Or pour la déterminer avec précision, il est nécessaire de connaître la taille de première maturité sexuelle. Pour échapper à ce cercle vicieux, il sera nécessaire, pour les espèces à frai saisonnier d'estimer approximativement la période maximale de reproduction et de ne considérer l'état sexuel des Poissons que durant cette époque. En ce qui concerne les espèces à reproduction continue, le problème est plus simple et on pourra tenir compte de l'ensemble des prélèvements en ignorant les dates durant lesquelles ils ont été faits.

#### 1.1.4.1. Les espèces à reproduction saisonnière.

L'expérience montre que la plupart des espèces appartenant à cette catégorie se reproduisent durant les hautes eaux. Toutefois cela n'est pas absolu et des exceptions existent. De plus il ne faudra pas généraliser car dans certaines régions une espèce peut avoir ce type de frai et au contraire se reproduire de façon continue sous d'autres latitudes.

Au départ on se basera sur les observations faites sur le terrain et on tentera d'évaluer vers quelle époque l'espèce considérée semble se reproduire. En admettant que la période approximative ait été fixée de juillet à septembre, on notera le nombre d'individus immatures ou au repos et matures observé durant cette phase (tab. I).

Intervalle de taille (mm)	MALES			FEMELLES		
	Fréquences absolues		% m +	Fréquences absolues		% f +
	m -	m +		f -	f +	
55-59				3		0
60-64	8		0	10		0
65-69	8	1	11.1	13		0
70-74	7	13	65.0	27	3	10.0
75-79	9	3	25.0	4	2	33.3
80-84	8	29	78.4	4	18	81.8
85-89	5	12	70.6	8	11	57.9
90-94	10	55	84.6	12	19	61.3
95-99	5	20	80.0	2	13	86.7
100-104		34	100	6	10	62.5
105-109		22	100	4	15	78.9
110-114	1	30	96.8	4	19	82.6
115-119	1	7	87.5	1	8	88.9
120-124		14	100	5	20	80.0
125-129		9	100	1	3	75.0
130-134		7	100	2	20	90.9
135-139						
140-144		5	100	3	13	81.3
145-149		1	100		1	100
150-154				2	13	86.7
>155					11	100

Tableau I - *Brycinus nurse*: fréquences absolues et relatives des mâles (m+) et des femelles (f+) en activité sexuelle dans le Bandama, Côte d'Ivoire (d'après Pauqy, 1979-80b).

En ce qui concerne l'exemple de *B. nurse* cité ici, on remarquera que la majorité des mâles se reproduisent dès 80 mm et que la totalité le font à partir de 100 mm. Pour les femelles, les tailles sont sensiblement identiques bien que l'on observe rarement 100 % de femelles +. Ceci doit être dû à l'approximation initiale qui est faite de la période de reproduction.

En résumé, pour les espèces à reproduction saisonnière on a coutume de considérer que la taille moyenne de première maturité sexuelle est atteinte lorsqu'au moins 50 % des mâles ou des femelles de l'espèce considérée montrent une activité sexuelle.

#### 1.1.4.2. Les espèces à reproduction continue.

Pour déterminer à quelle taille une espèce de ce type se reproduit pour la première fois, on doit tenir compte de toutes les périodes de l'année. Toutefois, en considérant un tel laps de temps, il est évident que l'on inclura des individus aptes à se reproduire mais qui seront au repos à certaines époques. De ce fait, le seuil de 50 % proposé pour les espèces à reproduction saisonnière doit être abaissé ainsi que le montre l'exemple de *B. macrolepidotus* (tab. II).

L mm	BANDAMA				N'ZI				COMOE				LERABA			
	mâles		femelles		mâles		femelles		mâles		femelles		mâles		femelles	
	N	% m+	N	% f+	N	% m+	N	% f+	N	% m+	N	% f+	N	% m+	N	% f+
< 100	8	0,0	7	0,0	21	0,0	18	0,0			1	0,0	4	0,0	2	0,0
105	4	0,0	10	0,0	9	0,0	15	0,0	1	0,0	1	0,0	2	0,0	1	0,0
115	4	0,0	1	0,0	6	0,0	6	0,0	2	0,0	2	0,0	2	0,0	2	0,0
125	20	0,0	13	0,0	9	0,0	13	0,0	4	0,0	3	0,0	7	28,6	1	0,0
135	19	10,5	17	0,0	16	12,5	12	0,0	7	0,0	5	0,0	16	25,0	7	0,0
145	12	0,0	17	5,9	14	14,3	15	0,0	7	0,0	8	0,0	13	23,1	8	0,0
155	14	0,0	7	0,0	25	12,0	14	14,3	6	0,0	6	0,0	14	28,6	3	0,0
165	11	9,1	20	10,0	24	45,8	20	10,0	21	4,8	13	0,0	26	50,0	4	0,0
175	13	23,1	11	0,0	17	41,2	13	15,4	11	9,1	8	0,0	16	50,0	8	25,0
185	17	47,1	18	16,7	24	66,7	27	25,9	20	35,0	11	9,1	14	71,4	11	27,3
195	24	45,8	22	27,3	20	60,0	30	50,0	16	50,0	14	37,7	9	55,6	14	35,7
205	23	60,9	22	22,7	14	57,1	18	55,6	13	15,4	19	0,0	11	45,5	19	10,5
215	13	69,2	16	25,0	5	60,0	13	53,9	1	100,0	15	33,3	7	42,9	9	22,2
225	20	65,0	17	52,9	3	100,0	10	30,0	2	100,0	14	14,3	6	33,3	4	50,0
235	5	60,0	10	70,0	1	100,0	3	33,3	1	0,0	10	60,0	3	33,3	5	20,0
245	7	85,7	17	47,1			5	20,0			1	0,0			5	60,0
255	2	100,0	14	42,9			3	66,7	1	0,0	3	0,0	1	100,0	1	100,0
265	1	100,0	8	50,0			2	100,0			3	0,0	1	100,0	1	100,0
275	1	100,0	4	75,0			1	0,0			3	100,0	2	0,0	1	0,0
285			1	100,0			2	50,0			2	50,0				
295			1	100,0							1	0,0			1	0,0
305			1	100,0												
315											1	0,0			1	0,0
325											2	0,0				
335											2	50,0				

Tableau II - *Brycinus macrolepidotus*: fréquences relatives des mâles (m+) et des femelles (f+) en activité sexuelle dans quelques rivières de Côte d'Ivoire (d'après Paugy, 1982).

Ici, dans la majorité des cas, les résultats sont sensiblement identiques et on considèrera qu'en Côte d'Ivoire les mâles de B. macrolepidotus sont matures à partir de 175 mm et les femelles à partir de 185 mm.

Dans un cas comme dans l'autre, si on connaît la croissance en longueur d'une espèce, il devient aisé, à partir de la taille de première maturité sexuelle, de savoir à quel âge les individus se reproduisent pour la première fois. Dans certains cas, ce type de relation permettra de mettre en évidence des différences liées aux populations. Ainsi, il a été montré que chez A. baremoze, les populations lacustres se reproduisaient à la fin de leur troisième année dans le lac Tchad (Durand, 1978) et le lac Turkana (Hopson, 1975), alors que les populations fluviales le faisaient dès la fin de leur seconde année dans le Niger (Daget, 1952), dans le Chari (Durand, 1978) et en Côte d'Ivoire (Paugy, 1978).

Une fois que la taille de première maturité sexuelle est connue on peut alors aborder les problèmes liés à la reproduction et en particulier savoir quelle est l'époque précise à laquelle fraient les espèces.

## 1.2. Cycle et période de reproduction.

Comme nous l'avons dit précédemment il est possible de caractériser les stades d'évolution des gonades d'après deux techniques souvent employées, à savoir l'aspect macroscopique à chaque période (stades de maturation) et le rapport gonado-somatique (R.G.S.).

Nous ne reviendrons pas sur les caractéristiques des différents stades de maturation développées plus haut, mais nous rappellerons que le R.G.S. se calcule en faisant le rapport du poids des gonades sur le poids total moins celui des gonades (poids somatique). Exprimé en pourcentage, le R.G.S. s'écrit donc:

$$\text{R.G.S. \%} = \frac{\text{PG}}{\text{P} - \text{PG}} * 100$$

où P est le poids total de l'individu et PG le poids des gonades, tous deux exprimés en gramme.

Notons que dans un cas comme dans l'autre, il est impératif de considérer l'ensemble des mâles ou des femelles ayant atteint ou dépassé la taille de première maturité.



des pluies et qu'en revanche il existe toute l'année des femelles mûres chez B. imberl.

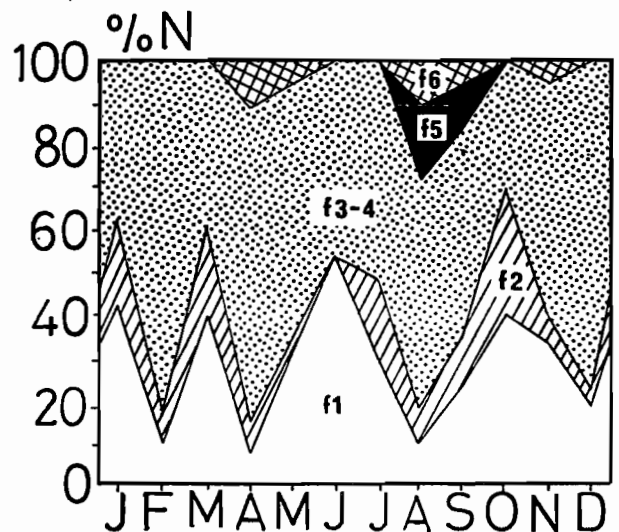


Figure 3 - Brycinus imberl: fréquences cumulées des stades de maturité sexuelle en fonction des saisons dans le Bandama, Côte d'Ivoire (d'après Paugy, 1979-80a).

L'emploi du R.G.S. donne des résultats identiques mais moins subjectifs et plus évolutifs (fig. 4). Dans ce cas, on suit bien l'évolution pondérale des ovaires et la valeur la plus élevée correspond à l'époque où l'espèce va frayer lorsque l'on a affaire à une espèce à reproduction saisonnière. Dans ce cas, plus la chute qui suit est brutale, plus la ponte est restreinte dans le temps. Enfin on peut, à partir du R.G.S. connaître avec assez d'exactitude le temps que mettent les produits génitaux pour arriver à maturation. Dans l'exemple d'A. baremoze on peut estimer que la maturation débute en mars et que les ovocytes sont mûrs au bout de 3-3,5 mois.

Dans le cas d'une ponte étalée dans le temps pour la population, le R.G.S. ne passera jamais par un maximum, on pourra illustrer ce qui se passe en faisant mensuellement pour chaque prélèvement des histogrammes de fréquences relatives des valeurs prises par le R.G.S. (fig. 5). Ceci permet de quantifier la proportion d'individus matures, en voie de maturation ou au repos durant la période considérée. Dans le cas des C. auratus du bassin du Niger, on note que durant les mois d'étiage et de début de crue (janvier à juillet), il existe toujours des individus en voie de



maturation et d'autres au repos. Comme entre juillet et janvier tous les individus sont au repos, on peut considérer que cette espèce est susceptible de se reproduire durant les six mois que dure l'étiage.

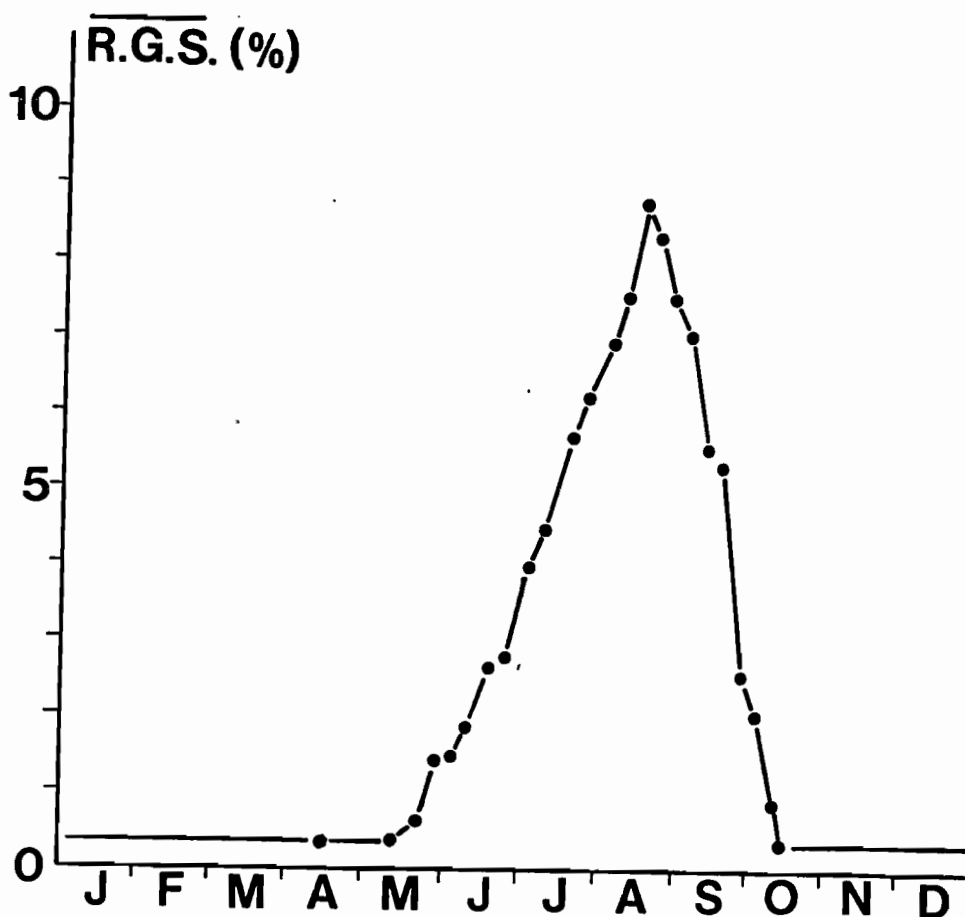


Figure 4 - Alestes baremoze: évolution du rapport gonadosomatique des femelles à N'Djaména, Tchad (d'après Durand, 1978).

Lorsque l'on est en présence d'une femelle mature il est enfin intéressant de connaître le potentiel de reproduction de l'espèce et donc pour cela d'estimer sa fécondité absolue, étant entendu qu'elle ne représente certainement en rien la fécondité réelle de l'espèce, l'ensemble des oeufs pondus n'ayant pas une chance de survie de 100 % et cela d'autant que l'alevin puis le juvénile grandit avant d'atteindre sa maturité sexuelle.

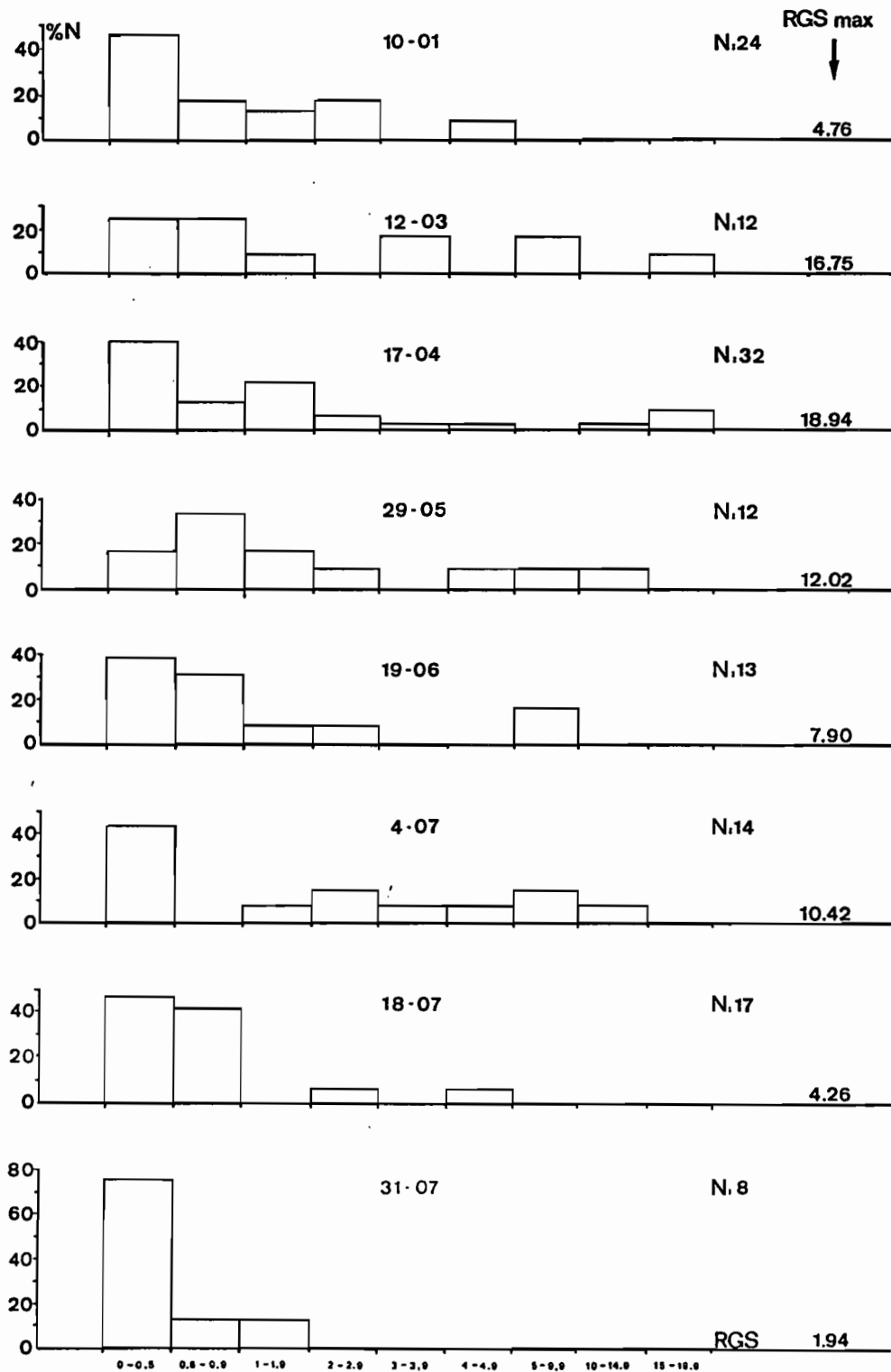


Figure 5 - *Chrysichthys auratus*: distribution des fréquences relatives du rapport gonado-somatique (RGS) des femelles en fonction des saisons dans le Niger, Mali (Anonyme, 1986).



donc compter que les ovocytes appartenant au groupe modal le plus élevé et faire abstraction de ceux plus petits constituant le stock de réserve ou faisant partie de groupes modaux inférieurs.

Dans la pratique on opérera de la façon suivante.

\* Sur le terrain les deux ovaires (sauf pour les Mormyridae) sont prélevés et conservés dans de l'eau légèrement formolée afin d'éviter une fixation trop importante. Le mieux lorsque cela est possible est de pouvoir peser les gonades sur place, mais ceci nécessite évidemment de pouvoir utiliser une balance de précision sur le terrain. Enfin, on peut aussi, si le délai de retour entre le lieu de prélèvement et le laboratoire n'est pas trop important, conserver les Poissons entiers dans de la glace.

\* De retour au laboratoire, les gonades sont pesées avec précision après avoir été soigneusement débarrassées de toutes les parties graisseuses qui les entourent généralement.

\* Dans le cas d'espèces dont les ovaires contiennent peu d'oeufs, on comptera la totalité de ceux-ci, mais pour celles ayant une fécondité élevée on procédera à un sous échantillonnage (généralement de l'ordre de 2 grammes) en prélevant des ovocytes en différentes places des deux ovaires.

\* L'opération suivante consiste à libérer les oeufs du stroma ovarien par dissolution de celui-ci. Pour ce faire, la gonade entière ou le sous échantillon, une fois pesé, sera conservé dans du liquide de Gilson. Celui-ci aura une action d'autant plus rapide que la conservation en eau formolée aura été brève. Dans le cas de gonades fraîches ou conservées dans de la glace, la libération est très rapide (de l'ordre d'une journée). Sinon, il conviendra d'agiter régulièrement les prélèvements afin de faciliter la libération des oeufs.

Nous donnons ci-dessous la composition du liquide de Gilson telle qu'elle fut modifiée par Simpson (1951):

Alcool à 60 %	: 100 ml
Eau	: 880 ml
Acide nitrique à 80 %	: 15 ml
Acide acétique glacial	: 18 ml
Chlorure de mercure	: 20 g

Il faut savoir que le liquide de Gilson provoque une réduction du diamètre des ovocytes de l'ordre de 16 à 22 % suivant les ovocytes (tab. III).

	Coefficient de rétraction (%)	Facteur correctif (%)
Marcusenius ussherf	18,24	22,30
Marcusenius furcidens	16,66	20,00
Hepsetus odoe	21,74	27,77
Chrysichthys velifer	18,75	23,08
Chromidotilapia guntheri	20,00	25,00
Tilapia zillii	20,00	25,00
Notopterus afer	18,61	22,89

Tableau III: coefficient de rétraction du diamètre des ovocytes d0 au liquide de Gilson et facteur correctif pour quelques espèces de Côte d'Ivoire (d'après Albaret, 1982).

La rigueur des résultats voudra que l'on tienne compte de ce phénomène lors de l'établissement des distributions de fréquence des diamètres des ovocytes. Il est donc souhaitable pour chaque espèce étudiée de faire une comparaison du diamètre des ovocytes avant et après immersion dans le liquide de Gilson pour quelques individus. Si l'on appelle A le diamètre des ovocytes mesurés frais ou après courte conservation dans de l'eau formolée et B ce même diamètre mais après conservation prolongée dans le liquide de Gilson, le coefficient de rétraction (CR) et le facteur correctif (FC) s'écriront respectivement:

$$CR = \frac{A - B}{A} * 100$$

$$FC = \frac{A - B}{B} * 100 \quad (\text{Albaret, 1982})$$

\* Après séparation, une partie des oeufs sera mesurée sous la loupe à l'aide d'un micromètre. Puis après détermination du groupe modal le plus avancé, le reste des ovocytes appartenant à cette série sera compté.

\* Si la totalité des ovocytes de la gonade a été conservée, la fécondité sera égale au total des oeufs comptés. Si seul un sous échantillon a été dénombré, il faudra ramener le nombre d'oeufs à la totalité des gonades

selon la formule  $F = f * \frac{PG}{e}$  où F est la fécondité absolue.











### 2.1.2. Expression des résultats.

Nous reprendrons les méthodes résumées et critiquées par Hynes (1950).

\* La méthode d'occurrence qui consiste à compter le nombre d'estomacs dans lesquels une proie (ou une catégorie de proies) est présente. Le nombre trouvé est exprimé en pourcentage, par rapport au nombre total d'estomacs contenant de la nourriture. Cette méthode simple donne une bonne idée des préférences alimentaires des Poissons, mais ne saurait être employée seule puisqu'elle n'apporte pas d'indications sur l'importance quantitative des proies.

\* La méthode numérique qui consiste à compter le nombre d'individus d'une catégorie de proies pour l'ensemble de l'échantillon. Ce nombre est exprimé en pourcentage du nombre total de proies. Cette méthode qui a souvent été employée présente le gros inconvénient de sous-estimer l'importance des proies peu nombreuses mais de poids (ou de volume) élevé. Elle ne devrait être appliquée que lorsque les différentes proies sont de tailles comparables.

\* La méthode volumétrique (ou pondérale) qui consiste à exprimer le volume (ou le poids) d'une catégorie de proies pour l'ensemble de l'échantillon par rapport au volume (ou au poids) total de l'ensemble des proies. C'est évidemment la méthode qui donne la meilleure idée de l'importance relative des différentes proies mais sans apporter d'indication sur les préférences alimentaires des Poissons.

\* La méthode des dominances qui consiste à compter le nombre d'estomacs dans lesquels une proie apparaît comme dominante. Ce nombre est exprimé en pourcentage du nombre total d'estomacs. Cette méthode a l'inconvénient d'être très subjective car il n'est pas toujours facile de déterminer la proie dominante.

\* La méthode des points qui tente de combiner la méthode numérique et la méthode volumétrique (ou pondérale). Chaque proie se voit attribuée un certain nombre de points en fonction de son abondance et de sa taille. Le total des points obtenus pour chaque catégorie de proies est exprimé en pourcentage du total général des points obtenus pour l'ensemble des proies.

Ces deux dernières méthodes sont à éviter en raison de leur trop importante subjectivité, en revanche chacune des

trois autres si elles ont leurs avantages et leurs inconvénients peuvent donner une assez bonne idée des régimes alimentaires à condition qu'elles soient employées ensemble.

Selon Lauzanne (1975), un régime alimentaire caractérisé par un seul indice doit tenir compte à la fois des préférences alimentaires (pourcentage d'occurrence = % OC) et de l'importance volumétrique ou pondérale des proies (% V). De ceci il définit un indice alimentaire (IA) qui tient compte de ces deux facteurs:

$$IA = \frac{\% OC * \% V}{100}$$

Si	0 < IA < 10	proies secondaires
	10 < IA < 25	proies importantes
	25 < IA < 50	proies essentielles
	IA > 50	proies largement dominantes

Ces valeurs ont été définies pour 3 à 6 catégories de proies. Evidemment, cette échelle devra être modifiée en fonction du nombre de groupes que l'on considère. Si l'emploi de cet indice doit être utilisé avec prudence pour des comparaisons de régime entre espèces (nombreuses catégories de proies), en revanche il sera précieux pour comparer chez une même espèce les variations de régime liées à la taille des individus, aux saisons ou aux bassins. De plus sa représentation graphique sera très parlante (fig. 9).

Dans cet exemple, chez Hydrocynus forskalii, si les espèces consommées dominantes sont les mêmes en crue et en décrue (Micralestes acutidens et Pollimyrus isidori) on voit qu'en revanche les proies secondaires changent en fonction des saisons, Eutropius niloticus durant la décrue et Alestes baremoze-Alestes dentex pendant la crue mais également Labeo senegalensis et Distichodus rostratus. Dans tous les cas, ces espèces secondaires sont des jeunes d'espèces plus grandes.

En ce qui concerne les études directement liées au Programme, l'étude qualitative du régime alimentaire permettra de voir s'il existe une modification de l'alimentation après les traitements ou après l'introduction de nouveaux larvicides. La modification du régime si elle est effective ne sera pas grave en soi tant que les espèces pourront s'adapter et trouveront toujours de quoi s'alimenter de façon suffisante, même si les proies préférentiellement consommées habituellement tendent à se raréfier dans le milieu. De ce point de vue, il faudra également voir si les périodes de disette (étiage prononcé),



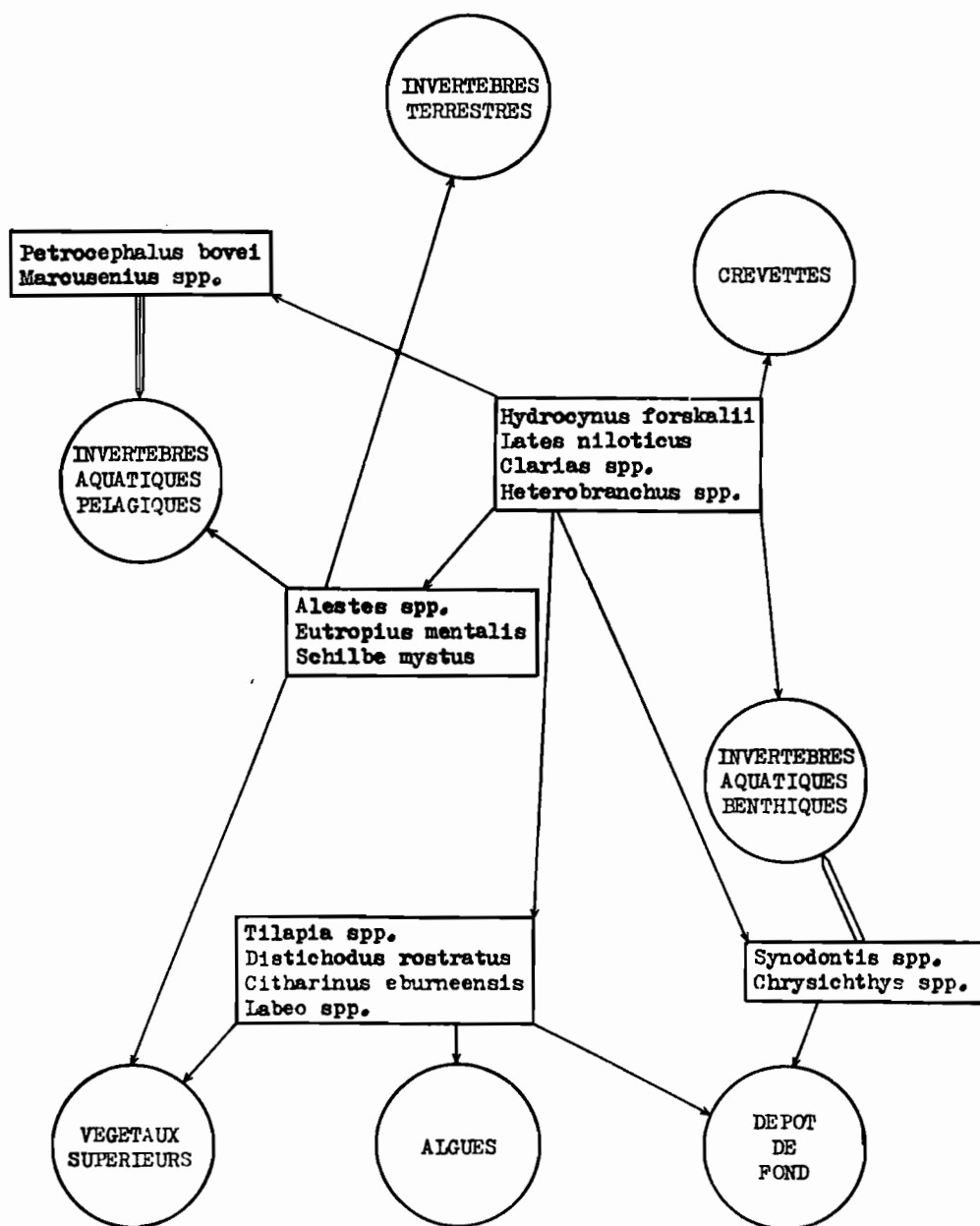


Figure 10 - Ebauche d'un schéma trophique des vasques des rivières de Côte d'Ivoire (Mérona, comm. pers.).



K1 permet donc de connaître la quantité de nourriture nécessaire à l'élaboration de la chair de Poisson.

Pour connaître le rythme journalier de nutrition durant 24 heures, il suffit de suivre l'évolution du coefficient de réplétion stomacal R qui doit être calculé à intervalles réguliers.

$$R = \frac{p}{P} * 100 \quad \text{où}$$

p: poids du contenu stomacal,  
P: poids du Poisson.

Pour connaître la vitesse de transit stomacal, on capture des Poissons à l'heure approximative de maximum de remplissage de l'estomac. Cette heure est connue d'après l'évolution de R. Un certain nombre d'individus est sacrifié immédiatement, les autres étant placés en stabulation, dans de l'eau ne contenant aucune nourriture (filtrage de l'eau avec tissu d'environ 65  $\mu$  de vide de maille). Puis un certain nombre de Poissons est sacrifié à intervalles réguliers et leur coefficient de réplétion calculé. La vitesse de transit stomacal est représentée par la pente de la droite de l'évolution de R en fonction du temps.

Connaissant la vitesse de transit stomacal, on peut en déduire la ration journalière (Rj) exprimée en pourcentage du poids du corps et qui sera égale à 24 fois la vitesse de transit. En multipliant Rj par le nombre de jour du mois considéré, on pourra aisément connaître la ration mensuelle C.

D'après la valeur de l'accroissement du Poisson ( $\Delta B$ ) durant le même mois, on pourra estimer le taux de conversion de la nourriture  $T_c = \frac{\Delta B}{C} \%$  et donc le coefficient

$$\text{nutritionnel } C_n = \frac{C}{\Delta B}$$

La matière fraîche qui a servi au calcul du taux de conversion ( $T_c$ ) est en fait constituée d'eau, de sels minéraux (cendres) et de matière organique, seule énergétique. Si on connaît les relations existant entre ces différents constituants et les équivalents caloriques de la matière organique, on peut calculer le taux de conversion à partir des poids secs de la matière organique en termes d'énergie. Des études calorimétriques (Lauzanne, 1977) permettent de connaître ces différents paramètres.

Pour trois espèces du lac Tchad, Lauzanne (1977) donne les taux de conversion caloriques ou coefficient énergétique de croissance (K1).

<u>Sarotherodon galilaeus</u>	18.9 %
<u>Alestes baremoze</u>	44.8 %
<u>Lates niloticus</u>	27.3 %

Nous donnons ci-dessous l'énergie accumulée par Lates niloticus selon la chaîne alimentaire utilisée (fig. 12)

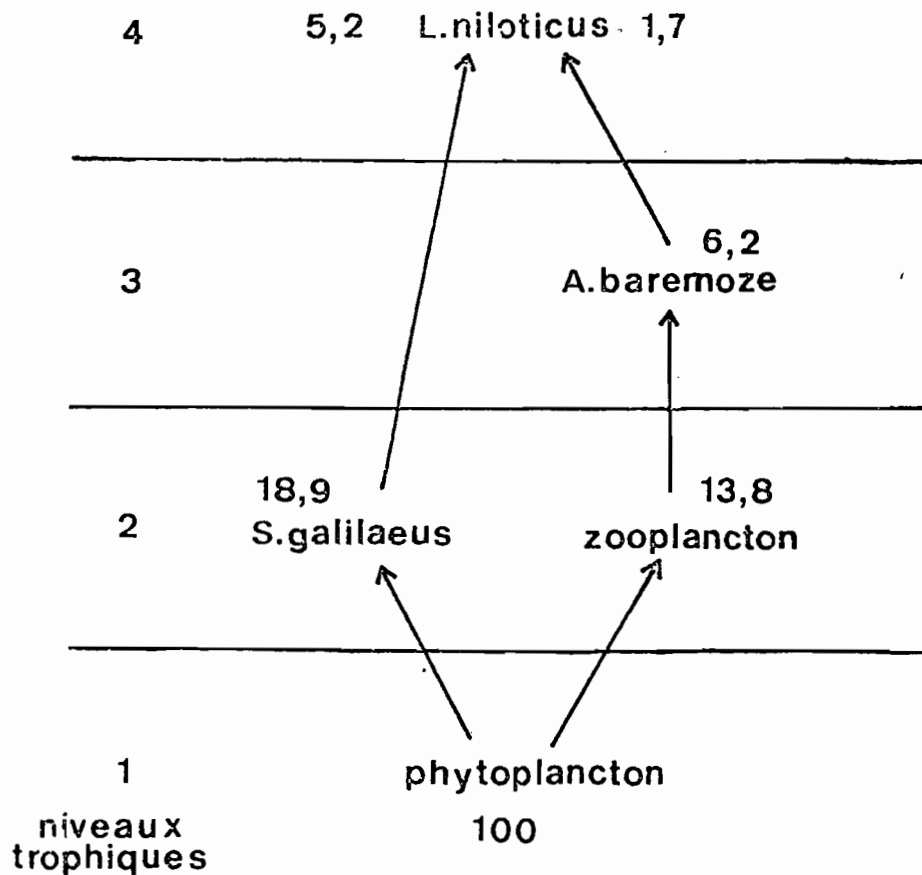


Figure 12 - Energie accumulée (en calories) par Lates niloticus selon la chaîne alimentaire utilisée, en partant de 100 calories fournies par le Phytoplancton, Tchad (d'après Lauzanne, 1977).



## BIBLIOGRAPHIE

- Albaret (J.J.), 1982 - Reproduction et fécondité des Poissons d'eau douce de Côte d'Ivoire. Rev. Hydrobiol. trop., 15 (4): 347-371.
- Anonyme, 1986 - Rapport annuel d'activités. Rapp. ORSTOM, Bamako, 9: 379 p. multigr.
- Daget (J.), 1952 - Mémoires sur la biologie des Poissons du Niger Moyen. Biologie et croissance des espèces du genre Alestes. Bull. Inst. fr. Afr. noire, sér. A, 14, 1: 191-225.
- Durand (J.R.), 1978 - Biologie et dynamique des populations d'Alestes baremoze (Pisces, Characidae) du bassin tchadien. Trav. & Doc. ORSTOM, 98: 332 p.
- Durand (J.R.) & Loubens (G.), 1970 - Observations sur la sexualité et la reproduction des Alestes baremoze du Bas Charé et du lac Tchad. Cah. ORSTOM, sér. Hydrobiol., 4, 2: 61-81.
- Hopson (A.J.), 1975 - Preliminary results of a survey of Alestes baremoze in Lake Rudolf using five mesh gill nets. Symp. Hydrobiol. and Fish., Lake Rudolf: 15 p. multigr.
- Hynes (H.B.N.), 1950 - The food of fresh-water stickbacks (Gasterosteus aculeatus and Pygosteus pungitius) with a review of methods used in studies of the food of fishes. J. Anim. Ecol., 19, 1: 36-58.
- Lauzanne (L.), 1975 - Régimes alimentaires d'Hydrocyon forskalii (Pisces, Characidae) dans le lac Tchad et ses tributaires. Cah. ORSTOM, sér. Hydrobiol., 9, 2: 105-121.
- Lauzanne (L.), 1977 - Aspects qualitatifs et quantitatifs de l'alimentation des Poissons du Tchad. Thèse Doc. Etat, Paris VI: 284 p.
- Paugy (D.), 1978 - Ecologie et biologie des Alestes baremoze (Pisces, Characidae) des rivières de Côte d'Ivoire. Cah. ORSTOM, sér. Hydrobiol., 12 (3-4): 245-275.
- Paugy (D.), 1979-80a - Ecologie et biologie des Alestes imberl (Pisces, Characidae) des rivières de Côte d'Ivoire. Comparaison méristique avec A. nigricauda. Cah. ORSTOM, sér. Hydrobiol., 13 (3-4): 129-141.

Paugy (D.), 1979-80b - Ecologie et biologie des Alestes nurse (Pisces, Characidae) des rivières de Côte d'Ivoire. Cah. ORSTOM, sér. Hydrobiol., 13 (3-4): 143-159.

Paugy (D.), 1982 - Synonymie d'Alestes rutilus Blgr, 1916 avec A. macrolepidotus (Val., 1849). Biologie et variabilité morphologique. Rev. Zool. afr., 96 (2): 286-328.

Simpson (A.C.), 1951 - The fecundity of the plaice. Fishery Inv. Lond., sér. 2, 17, 5:27 p.

Warren (C.E.) & Davis (G.E.), 1967 - Laboratory studies on the feeding, bioenergetics and growth of fish. In The biological basis of fresh water fish production. Ed. Gerking (S.D.). Blackwell Sci. Publ.: 175-214.



Il arrive souvent que dans les relevés à comparer deux ou plusieurs espèces aient le même effectif et par conséquent occupent le même rang. On dit alors qu'il s'agit d'ex aequo ou d'observations liées et on leur attribue comme rang la moyenne des rangs qui devraient leur être attribués en l'absence de toute liaison, de sorte que la somme des p rangs soit toujours égale à  $p(p+1)/2$ . ainsi lorsque deux valeurs égales correspondent aux rangs 3 et 4, on leur attribue le rang 3,5 et lorsque trois valeurs égales correspondent aux rangs 6, 7 et 8, on leur attribue le rang 7. De plus, il est nécessaire d'introduire dans le calcul de r des termes correctifs et de remplacer dans la formule

initiale  $\sum(x-m)^2$  et  $\sum(y-m)^2$  par:

$1/12 p(p^2 - 1) - L_x$  et  $1/12 p(p^2 - 1) - L_y$  avec

$L = \sum_k 1(l^2 - 1)/12$ , k étant le nombre de groupes et l le

nombre de valeurs ex aequo dans chaque groupe. La correction d'ex aequo a toujours pour effet de diminuer r.

ANNEXE II

Mh: Mormyrus hasselquistii  
Ml: Mormyrops longiceps  
Pb: Petrocephalus bovei  
Ps: Petrocephalus simus  
Mb: Marcusenius ussheri  
Mf: Marcusenius furcoidens  
Ho: Hepsetus odoe  
Hf: Hydrocynus forskalii  
Ab: Alestes baremoze  
Am: Brycinus macrolepidotus  
Af: Brycinus imberf  
An: Brycinus nurse  
Al: Brycinus longipinnis  
Bs: Raiamas senegalensis  
Bsu: Barbus sublineatus  
Bsp: Barbus spurelli  
Btr: Barbus trispilos  
Bm: Barbus macrops  
Ls: Labeo senegalensis  
Lc: Labeo coubie  
Lp: Labeo parvus  
Cn: Chrysiichthys nigrodigitatus  
Ca: Chrysiichthys auratus  
Cw: Chrysiichthys walkeri  
Cv: Chrysiichthys velifer  
Ao: Auchenoglanis occidentalis  
Em: Eutropius mandibularis  
Sm: Schilbe mystus  
Ss: Synodontis schall  
Aa: Amphilius atesuensis  
Hf: Heterobranchus isopterus  
Cva: Clarias laeviceps laeviceps  
Cs: Clarias anguillaris  
Hfa: Hemichromis fasciatus  
Hb: Hemichromis bimaculatus  
Pg: Chromidotilapia guntheri  
Sg: Sarotherodon galilaeus  
Iz: Tilapia zillii  
Pa: Notopterus afer  
Ck: Ctenopoma kingsleyae  
Mn: Mastacembelus nigromarginatus  
Pe: Polypterus endlicheri  
Pse: Polypterus senegalus