

double

00177

INSTITUT SCIENTIFIQUE ET TECHNIQUE
DES PECHES MARITIMES
rue de l'Île d'Yeu
B. P. n° 1049
44037 NANTES CEDEX

IPM.3 Pollutions



METHODES DE TRANSPORTS D'ANIMAUX VIVANTS

AUX FINS D'EXPERIMENTATIONS

par

Claire LE BAUT et Claude ALZIEU

Nantes, le 9 janvier 1980

INSTITUT SCIENTIFIQUE ET TECHNIQUE
DES PECHES MARITIMES
rue de l'Île d'Yeu
B. P. n° 1049
44037 NANTES CEDEX

IPM.3 Pollutions



METHODES DE TRANSPORTS D'ANIMAUX VIVANTS

AUX FINS D'EXPERIMENTATIONS

par

Claire LE BAUT et Claude ALZIEU

Nantes, le 9 janvier 1980

S O M M A I R E



INTRODUCTION	1
1ère PARTIE : TECHNIQUES DE CAPTURE ET D'ACHEMINEMENT D'ANIMAUX MARINS	2
I - PRELEVEMENT DANS LE MILIEU NATUREL	2
1°) Les lignes	2
2°) Les filets	3
3°) Le casier	4
4°) Les dragues	4
5°) Pêche à pied à l'épervier, au haveneau	4
6°) Pêche en plongée et pêche électrique	4
II - TRANSPORT DES CAPTURES	5
1°) Transport hors de l'eau	6
2°) Transport dans l'eau	8
III - ACCLIMATATION	12
1°) La limitation de l'espace	12
2°) La nourriture	13
3°) La qualité de l'eau de mer	13
IV - CONCLUSIONS	15
2ème PARTIE : ETUDE EXPERIMENTALE SUR UNE METHODOLOGIE DE TRANSPORT	18
I - METHODOLOGIE	19
1°) Description du matériel	19
2°) Mise en place et suivi des essais	20
3°) Méthodes analytiques	25
II - RESULTATS ET DISCUSSION.....	27
1°) Evolution du pH	27
2°) Taux de saturation en oxygène dissous	33

./...

3°) Evolution de la concentration en ammoniacque	36
4°) Evolution de la demande chimique en oxygène	43
5°) Evolution des nitrites (NO_2^-)	43
6°) Evolution des nitrates	45
III CONCLUSION	56
BIBLIOGRAPHIE	59
ANNEXE	61

I N T R O D U C T I O N

— Le transport d'animaux marins vivants revêt une certaine importance avec l'extension de l'aquaculture, le développement de l'aquariophilie et l'accroissement des tests visant à évaluer l'action de produits déversés dans la mer. —

En effet, la surveillance des zones soumises aux pollutions et les études écotoxicologiques de produits chimiques nouveaux (cf loi du 12 juillet 1977) supposent de maintenir en vie dans les laboratoires des animaux en bon état de manière à supprimer toute mortalité anormale chez les témoins. Les établissements spécialisés dans ces travaux sont parfois éloignés des lieux de capture et il apparaît utile de disposer d'une méthodologie de transport assurant aux spécimens marins une qualité du milieu ambiant qui évite tout traumatisme anatomique et physiologique.

La grande diversité des espèces susceptibles d'être utilisées à des fins expérimentales nécessiterait d'entreprendre un grand nombre d'essais. Cependant les procédés pour limiter les pertes et les perturbations au cours des différentes étapes de l'acheminement au laboratoire ont des similitudes pour les principales catégories d'animaux, poissons, crustacés, bivalves

Nous nous sommes donc proposés tout d'abord de recenser les méthodes et matériels les plus couramment utilisés lors des étapes suivantes : la capture, le transport et l'acclimatation au laboratoire d'animaux aquatiques vivants ; puis nous avons expérimenté un matériel de transport relativement simple susceptible de convenir au plus grand nombre d'espèces possible pour une durée de transit allant de quelques heures à deux ou trois jours.

IÈRE PARTIE :

TECHNIQUES DE CAPTURE ET D'ACHEMINEMENT
D'ANIMAUX MARINSI - PRELEVEMENT DANS LE MILIEU NATUREL

La réussite du transport est subordonnée à la parfaite intégrité des animaux et à ce titre le prélèvement est une étape importante de l'approvisionnement. Suivant que l'animal prélevé est un coquillage, un crustacé ou un poisson, le matériel utilisé est différent et les manipulations demandent plus ou moins de précautions.

Certaines techniques telles que la pêche électrique et la plongée, donnent des prises de bonne qualité, mais leur application est coûteuse car elle réclame un matériel élaboré et du personnel qualifié. Des contingences de coût, de disponibilité et de sélection dans le prélèvement, obligent donc souvent le demandeur à utiliser les moyens de pêche des professionnels. PERCIER (1960) a fait appel pour approvisionner ses aquariums, à des pêcheurs locaux disposant d'équipements considérables qu'il serait coûteux d'acquérir et d'entretenir aux seules fins de fournir les laboratoires. Cependant, il faut connaître les avantages et les inconvénients des engins utilisés afin de diriger l'échantillonnage.

Nous examinerons quelques unes des techniques les plus employées en considérant la qualité relative des captures vivantes qu'elles permettent.

1°) Les lignes

Les lignes à la main fournissent des poissons en bon état car la capture est brève et les blessures à la mâchoire peuvent être réduites en utilisant des hameçons sans arillons. De plus, les accidents de décompression peuvent être limités car les lignes sont courtes et les poissons attirés à la surface par des moyens divers (appâts, lumière).

Les lignes de traîne et les lignes de fond peuvent donner des prises de bonne qualité à condition qu'elles soient remontées lentement aussitôt la capture, afin de minimiser les conséquences de la blessure et de la décompression.

Les lignes comportant plusieurs hameçons laissées plusieurs heures dans l'eau (palangre dérivante ou flottante) sont à déconseiller car les poissons se débattent longtemps avant d'être remontés.

2°) Les filets

Suivant qu'ils sont utilisés en surface (ou entre deux eaux), comme le filet maillant et le chalut pélagique, ou au fond, comme le trémail ou le chalut de fond, les captures seront essentiellement des poissons pélagiques ou un mélange d'espèces de poissons, de crustacés et d'invertébrés benthiques.

Les filets droits où le poisson est pris soit dans la maille (filet maillant), soit dans la poche réalisée par la trame à petites mailles que le poisson "pousse" dans une grande maille (type trémail), sont à proscrire car souvent le poisson est relevé mort ou abîmé.

Le filet tournant, par contre, peut procurer un bon nombre d'individus d'espèces pélagiques en bon état. Il peut être relevé lentement et laissé immergé en surface. Les poissons pris au piège dans une poche d'eau sont choisis et prélevés à l'épuisette : c'est une capture "douce". Cette technique est utilisée par les thoniers pour capturer l'appât (sardines, anchois) qu'ils conservent plusieurs jours en vivier.

Les carrelets s'utilisent de la même façon: le rendement sera bien moindre mais plus spécifique, ils ont l'avantage de pouvoir être employés au-dessus des fonds rocheux.

La senne de plage fonctionne selon le même principe que le filet tournant mais près de la côte. C'est un engin très destructeur mais très efficace : il doit donc être utilisé avec discernement. Elle permet de capturer des espèces côtières très diverses et souvent de jeunes individus qui présentent l'intérêt d'être faciles à acclimater à la captivité. Ces prises sont amenées à terre sans brutalité et par décompressions successives. 30 à 40 % des animaux capturés à la senne survivent en captivité.

Le chalut de fond procure une grande variété d'espèces vivant dans un faciès sablonneux ou vaseux, en particulier une importante quantité d'invertébrés, ce qui permet de trier les individus en bon état. Cependant beaucoup d'animaux présentent des lésions dues à l'écrasement. Des expériences de marquage ont prouvé que les poissons remontés vivants ont de grande chance de survie quand ils ont été rejetés à l'eau, mais en captivité bien peu d'entre eux survivent.

3°) Le casier

C'est un excellent engin de pêche pour les animaux destinés à l'aquarium, Il est particulièrement recommandé pour la capture de crustacés de toute sorte **essentiellement** fragiles (crevettes, langoustines, langoustes), mais il peut être utilisé pour les poissons benthiques à condition de prendre certaines précautions à la remontée.

4°) Les dragues

Elles sont utilisées pour la récolte d'invertébrés benthiques dont certains coquillages (coquilles Saint-Jacques).

5°) Pêche à pied, à l'épervier, au haveneau

Elle est limitée dans l'espace mais donne des individus en excellent état pour l'aquarium. Ces animaux sont faciles à acclimater, car vivant dans la zone intercotidale, ils sont naturellement habitués à certaines variations du milieu (niveau de la mer, température, salinité). Cependant le nombre d'espèces disponibles est faible.

6°) Pêche en plongée et pêche électrique

Ce sont des moyens sophistiqués donc coûteux, qui ne se justifient que pour la récolte de spécimens rares ou fragiles. Dans certains cas même, le plongeur utilise des anesthésiants pour la prise d'individus particulièrement belliqueux, dangereux ou craintifs. Pour cela, il casse à proximité de l'animal, ou dans son repère, une ampoule contenant le produit anesthésiant ou tranquillisant. Le plus couramment utilisé est un isomère de la benzocaïne (GUERON, 1972). Pour les invertébrés fixés on doit remonter l'animal et son support pour éviter tout traumatisme.

D'une pratique aisée en eau douce, la pêche électrique nécessite en mer un bateau spécialement équipé pouvant fournir à la fois une puissance élevée et des formes particulières de courant, car la conductivité de l'eau salée est environ 300 fois plus grande que celle de l'eau douce. La majorité des espèces est capturée à l'électrode positive (anode). Cependant LAMARQUE (1960) a remarqué que certains poissons sont attirés par la cathode (poissons plats, hippocampes...). Ceci est dû à la grande variété de la topographie neuro-musculaire des animaux marins. LAMARQUE (1960) a proposé, mais non expérimenté, l'emploi d'une nasse électrifiée où les animaux capturés ne subiraient pas les effets néfastes d'une exposition prolongée au courant électrique.

Quel que soit le mode de capture, il faut d'une part l'adapter en fonction de l'espèce choisie, du nombre d'individus souhaités, de leur taille etc, d'autre part éviter ou atténuer tous les facteurs pouvant affaiblir les prises, de manière à leur faire supporter le transport. Bien que certaines maladies et malformations soient latentes, une sélection sévère au cours d'un examen rigoureux doit éliminer tout individu dont le comportement ou l'aspect est douteux : poissons parasités, malades ou blessés (vessie natatoire gonflée notamment, coquilles cassées ...) . Pour les spécimens rares, des soins peuvent être apportés : désinfection des plaies au mercurochrome, cautérisation des appendices brisés, percement de la vessie natatoire gonflée.

II - TRANSPORT DES CAPTURES

La réussite du transport est subordonnée à la parfaite intégrité des animaux.

BUXTON (1960), qui a étudié pendant plusieurs années le transport des poissons, insiste beaucoup sur les précautions à prendre pour assurer un taux de survie convenable. D'après cet auteur il faut :

- connaître les réactions des espèces à acheminer à l'immersion, aux variations de température et d'oxygénation, ainsi que leur comportement vis-à-vis d'autres individus de même espèce ou d'espèce différente,
- étudier les conditions d'acheminement : distance, moyens de transport, durée....,
- réaliser l'emballage en fonction des critères cités ci-dessus,

- effectuer un tri rigoureux afin d'éliminer les animaux dont la santé est douteuse.

Le transport dans de l'eau propre, fraîche et aérée est évidemment l'idéal mais les prix de revient et les problèmes posés par l'étanchéité ont amené les expéditeurs à acheminer hors de l'eau les animaux qui supportent d'être émergés un certain temps.

1°) Transport hors de l'eau

D'une manière générale, les emballages devront assurer le maintien d'une température et d'une hydratation correctes et protéger les animaux des chocs pendant le transport.

a) Les invertébrés

Pratiquement tous les mollusques supportent l'émergence prolongée car ils peuvent plus ou moins s'isoler du milieu extérieur grâce à leur coquille (bivalves) ou leur opercule (gastéropodes). Quand la température extérieure n'est pas très élevée ($0 < T < 15$) on les transporte recouverts d'algues qui maintiennent l'humidité et une température fraîche. Cependant leur transport sur de grandes distances n'est pas recommandé en été sauf si l'on dispose de glace ou d'enceintes réfrigérées. Beaucoup d'autres invertébrés marins peuvent voyager dans ces conditions (vers, oursins....) en particulier tous ceux récoltés dans la zone intercotidale.

Le transport des crustacés a été très étudié car l'intérêt commercial qu'ils représentent fait qu'il est rentable de les expédier même très loin (langouste de Mauritanie vendue en France). Les branchies des crustacés sont bien protégées par le céphalothorax ; le reste de la carapace étant imperméable, ils supportent bien d'être exposés à l'air libre s'ils sont maintenus en atmosphère humide. D'après GUERON (1972) une humidité d'environ 85 % permet de les conserver en vie 1 ou 2 jours. L'ambiance réfrigérée est réalisée par une substance frigorigène qui ne doit pas entrer en contact avec l'animal (glace, neige carbonique, accumulateurs de froid). Les gros crustacés sont placés les uns à côté des autres dans des caissettes en bois et entourés d'algues, le tout est surmonté d'un carton recouvert de glace. Les pinces de homard doivent être immobilisées par des élastiques pour éviter le cannibalisme mais il est déconseillé de couper le ligament actionnant la pince (GUERON, 1972). A 2° C

les homards ont un métabolisme ralenti, ils sont engourdis et ne souffrent pas du jeûne prolongé, ils peuvent survivre ainsi 6 jours. Par contre, les crevettes et les langoustines sont très fragiles et difficiles à garder en vie longtemps, hors de l'eau. Les langoustes du genre *Panulirus* (eaux chaudes) sont acheminées à une température comprise entre 5 et 15° C, maintenue constante à 2 ou 3 degrés près. Vers 7° C elles sont proches de l'état d'hibernation (GUIDICELLI, 1971). Avec une température ambiante de 25 à 35° C, dans de bonnes conditions de réfrigération et pour une durée de 14 à 18 heures de vie aérienne, la mortalité varie entre 2 à 5 % et 5 à 10 % suivant les expéditions (GUIDICELLI, 1971).

b) Les poissons

Contrairement à ce que l'on pourrait croire, quelques espèces peuvent supporter la vie aérienne quelques heures dans des conditions bien particulières. Il est indispensable de les maintenir à basse température ($\approx 5^{\circ}$ C), avec une pellicule d'eau sur tout le corps et surtout sur les branchies.

Certains poissons résistent à l'asphyxie : les anguilles dont le corps est recouvert de mucus, sont protégées contre la déshydratation si on les transporte à une température inférieure à 10° C, elles peuvent survivre plusieurs heures.

Les autres dispositifs de transport de poissons vivants hors de l'eau, utilisent simultanément la glace et les anesthésiants afin de réduire la dessiccation superficielle et l'activité des animaux. Elles ont été expérimentées avec succès, surtout sur les poissons d'eau douce. Le taux de survie d'ombles anesthésiés à l'uréthane (solution de 3 à 5 %) puis placés pendant une heure dans des caissettes en bois et recouverts de glace est de l'ordre de 10 % lorsqu'ils sont ravivés à l'eau froide puis relâchés dans le milieu naturel (Bull. français de pisciculture cité par GUERON). Des sandres et des brochets, anesthésiés de la même façon, placés allongés sur le dos dans des caisses en bois, la tête recouverte de glace afin que les branchies soient exposées à l'eau, ont pu être pratiquement tous ranimés (10 % de perte, au plus) dans l'eau froide (4° C) après 4 à 5 heures de voyage (GUERON, 1972).

A notre connaissance, ces expériences n'ont pas été réalisées sur des poissons marins, car leur maintien dans la glace n'est pas recommandé et d'autres procédés réfrigérants (neige carbonique ou accumulateurs de froid) ne fourniraient pas l'humidité nécessaire.

L'utilisation d'anesthésiants requiert des essais préalables, la concentration et les temps d'immersion dépendent de l'espèce et de la taille des poissons. ARNOULT et SPILLMAN (1958) ont testé divers anesthésiques sur différentes espèces pendant 18 à 114 heures dans une petite quantité d'eau. Ils ont remarqué qu'un poisson résistant peut être sensible aux anesthésiques (la carpe par exemple). Les produits les mieux tolérés sont ;

- le chlorétone,
- le M.S. 222 (méthanesulfonate de l'éther éthylique de l'acide méta-amino-benzoïque), très utilisé du fait de sa grande solubilité dans l'eau et de son efficacité (dose tranquillisante de l'ordre de 15 à 20 mg/l),
- le largactif (en solution de 1 à 3 ppm),
- l'amobarbital (en solution de l'ordre de 10 ppm).

2°) Transport dans l'eau

Il permet de véhiculer une grande variété d'espèces mais pose d'importants problèmes pratiques.

a) Les viviers de bateaux

GUIDICELLI (1971) en décrit plusieurs types : vivier en circuit ouvert simple, vivier en circuit ouvert amélioré, vivier fermé avec système de pompes ... Ils ont l'avantage de garder les captures dans un milieu très proche de leur milieu naturel à condition de :

- naviguer en eau propre,
- maintenir une bonne aération de l'eau,
- éviter la surpopulation,
- prélever deux ou trois fois par jour les individus morts ou moribonds,
- séparer les crustacés ou immobiliser leurs pinces afin d'éviter les combats dont les blessures affaiblissent les sujets.

Il faut également s'assurer que l'eau de mer introduite ne soit pas contaminée par de l'eau polluée, lors d'une escale ou avant le débarquement dans un port.

Nourrir les animaux n'est pas une nécessité, cela pollue le milieu. S'ils sont destinés à être acheminés à l'air libre comme les gros crustacés, le jeûne augmente leur chance de survie.

b) Les containers

Lorsque le transport s'effectue sur de courtes distances on peut utiliser un récipient fermé par un couvercle étanche en matière plastique ou autre. Si un système d'aération n'est pas prévu, on doit s'assurer que la surface d'échange eau-atmosphère est suffisante pour permettre l'oxygénation de l'eau. L'injection d'oxygène avant la fermeture du container facilite la saturation du milieu.

Pour de longues distances, il existe dans le commerce des citernes spécialement équipées d'un système d'aération à air ou à oxygène, fonctionnant sur batteries incorporées. Leur volume compris entre 200 et 1400 l, permet de transporter de 30 à 210 kg de poissons suivant les espèces et la taille des individus. Pour de plus grandes capacités (jusqu'à 12 000 l) on utilise des véhicules spécialement aménagés.

c) Les sacs en polyéthylène

Les auteurs sont unanimes pour énoncer les avantages de ce conditionnement des animaux dans l'eau en vue d'un transport :

- isolement des individus dans un minimum d'espace ou rassemblement de quelques uns d'une manière sélective,
- manipulation aisée et facilité d'emballage avec une bonne isolation pour éviter les variations de température,
- étanchéité,
- adaptation aux espèces fragiles et craintives, comme les crevettes grainées, sans porter atteinte à la fécondité des oeufs.

De plus, la mise en oeuvre telle que décrite par MONFORT (figure 1) est relativement simple. Elle consiste à véhiculer les animaux dans un sac fermé hermétiquement, rempli au tiers d'eau de mer propre, sursaturée en oxygène. Les sacs sont ensuite groupés dans des cartons avec un isolant et/ou

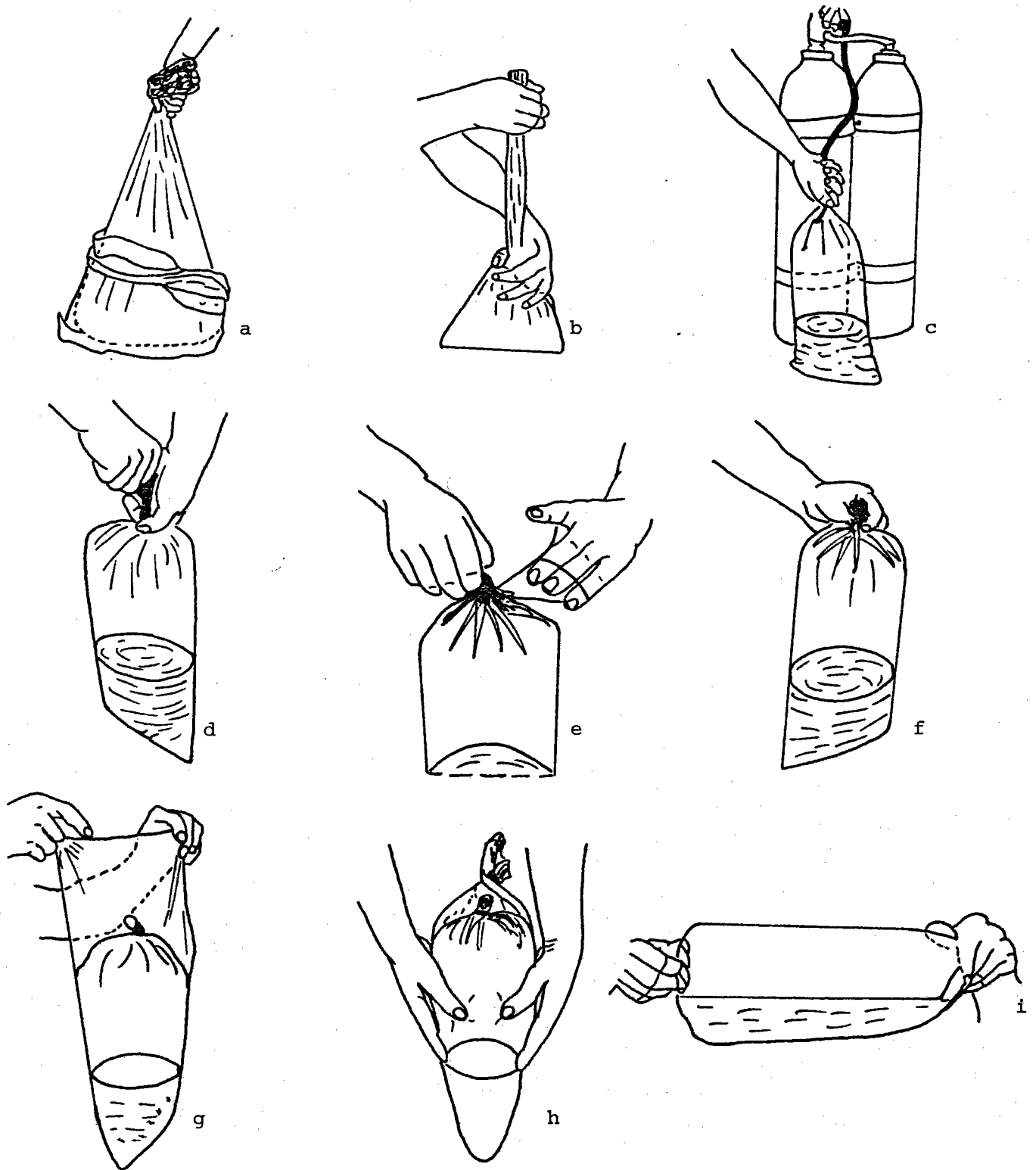


FIG. 1 : Préparation des sacs en polyéthylène (d'après MONFORT)

un stabilisateur : sciure, copeaux, journaux ... On peut y ajouter des conservateurs de froid pour maintenir une certaine fraîcheur dans l'emballage. BUXTON (1960) a fait parvenir de cette façon, par avion, des poissons exotiques à des milliers de kilomètres du lieu de prélèvement. Quand les colis étaient bien isolés (la température dans les soutes à bagages est d'environ 5° C) et surveillés, il obtint 90 % de survie. Avant d'introduire le poisson dans le sac il conseille de traiter ce dernier avec une solution de sulfate de cuivre diluée (solution à 5 ppm) afin d'éviter la propagation de bactéries.

WOHLFARTH et LAHMAN (1961) ont réalisé quelques essais préalables au transfert de petites carpes dans des sacs en polyéthylène de dimensions : 60 x 36 x 36 cm. Les jeunes poissons (5 kg d'individus pesant environ 30 g pièce) ont été trempés pendant un quart d'heure, dans une solution désinfectante contenant 125 mg/l d'une solution d'ammoniaque à 25 % et 250 mg/l d'une solution de formol à 40 %. Ensuite ils ont été transférés dans les sacs à raison de 2 à 3 litres d'eau pour 1 kg de poissons. Au bout de 8 heures, cinq individus seulement étaient morts.

Les spécimens qui comportent des rugosités ou des "épines", susceptibles de percer les sacs, sont d'abord enfermés dans des boîtes rigides percées de trous, puis placés dans un sac en polyéthylène.

Pour améliorer le "confort" et donc les chances de survie, on peut également ajouter des substances chimiques telles que :

- stabilisateurs de pH : JOHNSON (1979), Mc FARLAND et Coll. (1951) signalent que le tris (2 amino - 2 hydroxyméthyl 1 - 3 propandiol) est le meilleur tampon en eau de mer. Mais le coût élevé se justifie seulement s'il permet d'accroître sensiblement la densité de population et pour des espèces d'un bon prix,

- anesthésiants (voir § II, 1°, b),

- antibiotiques : certains auteurs dont ARNOULT et SPILLMANN (1958) introduisent avec succès de la pénicilline à raison de 100 000 U. O. pour 6 cm³ d'eau, afin de prévenir une pollution de l'eau due aux déjections diverses.

./...

III - ACCLIMATATION

Malgré les efforts pour reproduire le plus fidèlement possible les conditions naturelles, le milieu d'un aquarium ou d'un vivier est obligatoirement différent du biotope. Le passage de l'état libre à la captivité réclame donc de la part des animaux un effort d'adaptation d'autant plus important que les nouvelles conditions de vie seront plus éloignées du milieu habituel. Certaines espèces qui mènent une vie pélagique ne pourront pas s'adapter à la vie en aquarium. C'est pourquoi, il est souhaitable dans la mesure du possible, de sélectionner dès le départ, des espèces "résistantes" afin d'augmenter les chances de réussite.

Les principaux obstacles à surmonter pour ces animaux mis en captivité sont la limitation de l'espace, le changement de nourriture, la qualité de l'eau, la fragilité à certaines maladies.

1°) La limitation de l'espace

A moins de disposer d'installations considérables, cette contrainte élimine systématiquement la possibilité d'élever certaines espèces en raison soit de leur taille, soit de leur besoin de grands déplacements.

D'autres espèces par contre, vivent naturellement dans un espace limité et s'acclimateront bien à une niche écologique artificielle qui reproduit leur habitat habituel.

Ce sont :

- les invertébrés fixés : éponges, coraux, anémones, coquillages....
- les espèces côtières qui peuvent survivre dans les rochers, dans les flaques d'eau à marée basse : anémones, oursins, crabes, certaines crevettes, les gobiidés, les blennidés,
- les animaux benthiques dont l'habitat est lié au fond (faciès sablonneux ou rocheux) : vers, coquillages et crustacés fouisseurs, poissons plats, pieuvres, congres

Certaines espèces dont l'habitat n'est pas parfaitement défini, peuvent aussi s'adapter facilement : daurade, pagel, sargue, mullet, bar, baliste

2°) La nourriture

Elle joue un grand rôle dans l'acclimatation des captifs, mais il n'est pas possible de leur offrir la diversité dont ils disposent dans leur milieu naturel et bien souvent on ne peut leur fournir leur nourriture habituelle.

Les carnivores exclusifs sont les plus faciles à nourrir quand ils appartiennent à des espèces côtières. Les autres s'adaptent à un régime de remplacement après une période de jeûne. Les poissons d'eau douce qui s'élèvent facilement avec des artémies d'origine marine, qu'ils ne rencontrent pas dans leur biotope naturel, en sont un bon exemple. D'après GARNAUD (1960) au début il faut fournir avec parcimonie et en plusieurs fois un choix assez vaste, proies vivantes ou séchées, chair de crevettes, poissons, moules, huîtres, vers arénicoles, algues vertes tendres. Par la suite on sélectionne la quantité et la fréquence de nourriture à délivrer.

3°) La qualité de l'eau de mer

Elle est liée à des critères physico-chimiques et sanitaires.

a) Critères physico-chimiques

En système ouvert : vivier de bateau, aquarium côtier directement alimenté, le milieu varie simultanément avec l'eau côtière : c'est l'idéal pour les espèces récoltées dans la région, ou des espèces euryhalines et eurythermes : mugilides, gobiidés, blennidés, crustacés, mollusques

En système clos il faut maintenir et reproduire les conditions naturelles. Cependant, beaucoup d'espèces supportent une variation des paramètres physico-chimiques de l'eau : salinité, température, pH, à condition qu'elle soit progressive et qu'elle ne dépasse pas certaines bornes dépendant de l'écologie du spécimen. Ainsi le homard ne supporte pas une salinité inférieure à 25 ‰, à 7,5° C il tombe en léthargie, comme beaucoup d'autres crustacés sans préjudices pour la vie. Par contre, le gel et les fortes températures sont néfastes à la vie marine.

Une variation des conditions physico-chimiques peut être catastrophique dans les milieux confinés comme c'est le cas avec le sac en polyéthylène. Le volume d'eau étant minimum, un abaissement ou une augmentation de température est aussitôt transmise. BUXTON (1960) prétend que dans le transport par avion des poissons exotiques, 80 % de la mortalité est due au froid. Les déjections et le dégagement de gaz carbonique peuvent faire baisser le pH d'une manière fatale ($\text{pH} \simeq 7,6$) si l'on n'a pas pris la précaution d'introduire une solution tampon avant la fermeture du sac (pH ramené à 8,3).

Le problème de l'oxygénation est en général résolu par des installations plus ou moins complexes avec des systèmes de sécurité. Pour les viviers simples de bateau, où l'agitation par les mouvements suffit d'ordinaire à l'aération de l'eau, il faut vérifier qu'elle est effective et suffisante dans tout le vivier.

b) Critères sanitaires

Le peuplement des aquariums doit être évalué en fonction du volume d'eau, de l'oxygénation, du besoin spatial et alimentaire des espèces etc... Ainsi, pour la conservation de homards en vivier, la teneur en oxygène ne doit pas descendre au-dessous de 3 cm³ par litre (Anom. Pêche Maritime du 20.09.1958).

En débit continu d'eau de mer, il faut 4,5 l à l'heure, par homard de 700 g dans un réservoir de 45 cm de haut. Sans renouvellement il faut prévoir 27 l d'eau par homard pour plusieurs jours.

Le passage préalable des animaux dans une solution désinfectante est une précaution nécessaire pour ne pas introduire de maladies dans le milieu artificiel. Si ces mesures ne sont pas respectées, le milieu va se souiller par des microorganismes éventuellement pathogènes (bactéries, champignons, parasites...). L'adjonction d'antibiotique peut palier à une telle prolifération.

Pour l'expérimentation de laboratoire il vaut mieux écarter les espèces très fragiles qui contractent facilement certains germes et parasites, particulièrement les poissons qui se meuvent peu ou qui ont la peau très fine.

IV - CONCLUSIONS

Les méthodes de prélèvement, de transport et d'acclimatation des animaux marins en captivité sont très nombreuses d'après la bibliographie relative à quelques espèces rares ou d'intérêt commercial.

Bien qu'il soit difficile de dégager les méthodes les plus avantageuses parmi celles décrites plus ou moins complètement ou anonymement (voir tableau n° 1) on remarquera qu'elles satisfont toutes à trois conditions essentielles pour assurer la survie des animaux :

- 1°) choix d'espèces résistantes et de préférence de jeunes individus qui s'acclimatent plus facilement que les adultes,
- 2°) sélection des individus les plus sains,
- 3°) adaptation de l'emballage et des conditions de transport pour éviter tout traumatisme.

Ces conditions ont été établies de manière empirique ce qui explique que l'on ne dispose pas de données précises sur :

- la charge maximale admissible d'animaux par unité de volume d'eau de mer,
- les variations limites que les paramètres physico-chimiques du milieu peuvent subir sans nuire à la survie des animaux.

Ces données essentielles pour la mise en oeuvre avec succès d'une opération de transport d'animaux vivants ne peuvent être définies que par des études expérimentales appropriées.

ESPECES		Nature de l'emballage	Températures de conservation (stockage ou intérieure de l'emballage)	Durée moyenne de transport	OBSERVATIONS	
coquillages		caissettes à claire-voie avec lits d'algues	2 à 12° C	6 à 7 jours		
CRUSTACÉS	MARINS	homards	cartons + fibre de bois	2 à 8° C	7 h. à 2 j.	Etat léthargique Maintien de l'humidité à 85 %
		langoustes	cartons + fibre de bois	5 à 15° C	18 h. à 2 j.	Mortalité 2 à 5 % Maintien de l'humidité à 85 %
	EAU DOUCE	Aselles	bocal fermé plein d'eau (100 cc, 15 indiv.)	23° C	14 h.	Mortalité 100 % après 14 h.
			sac en polyéthylène (100 cc, 15 indiv.)	23° C	120 h.	Mortalité 0 %
		Gammarès	bocal fermé (100 cc d'eau + 6 indiv.)	23° C	7 h.	Mortalité 100 % après 7 h.
			sac en polyéthylène (100 cc + 6 indiv.)	23° C	48 h.	Mortalité 0 %
POISSONS	Anguilles	caisses + sable	< 10° C	plusieurs heures		
	Truites (9 cm)	sac en polyéthylène (250 cc)	19 - 20° C " "	25 h. 42 h.	sacs fermés à l'air sacs fermés à l'oxygène	
	Carpes (15 à 25 g)	sac en polyéthylène (50 cc)	4 - 6° C 15 - 20° C 13 - 16° C 15 - 20° C	48 h. 48 h. 108 h. 48 à 70 h.	sacs fermés à l'air sacs fermés à l'air sacs fermés à l'oxygène sacs fermés à l'air + addition d'un tranquillisant	

./...

POISSONS	Perches (20 à 25g)	sacs en poly-éthylène (30 cc)	4 - 6° C	114 h.	Sacs fermés à l'air + addition d'un tranquillisant
	Ombles	caisse de bois + glace	≈ 1° C	1 h.	Anesthésiés à l'uréthane et ranimés au bout d'une heure
	Sandres	caisse de bois + glace	3 à 4° C	au bout de 4 h. à l'air	Anesthésiés à l'uréthane, 100 % de survie
	<i>Micropterus salmoides</i>	bocal de 100 cc fermé plein d'eau	23° C	4 h.	Mortalités après 4 h.
sac en poly-éthylène (100 cc) fermé plein d'eau		23° C	8 h.	Mortalité 0 %	

TABLEAU N° 1 : Méthodes de transport d'animaux vivants et résultats moyens obtenus.

2 ÈME PARTIE :

ÉTUDE EXPERIMENTALE SUR UNE

METHODOLOGIE DE TRANSPORT (*)

Les transports de grandes quantités d'animaux sur de très longues distances, qui ne peuvent se faire qu'à l'aide d'un équipement spécialisé (containers ou camions spécialement aménagés), ne sont couramment utilisés que par des professionnels : pisciculteurs, mareyeurs.... Les études en laboratoire ne nécessitant pas un approvisionnement important s'accommodent mieux d'un matériel léger, pratique et simple à mettre en oeuvre. Le conditionnement des animaux dans des sacs en polyéthylène présente ces avantages mais son utilisation est essentiellement empirique ce qui explique que peu de données soient publiées pour les espèces les plus communes sur les conditions optimales de charge et de durée du transport.

C'est pourquoi, afin de définir des critères d'utilisation de ce système de transport, il nous a paru nécessaire d'étudier l'évolution des paramètres physico-chimiques du milieu, au cours d'une période que nous avons fixé à 3 jours.

Pour ce faire nous avons effectué plusieurs séries de tests à deux températures sur des espèces sélectionnées en fonction de leur fréquence d'utilisation en laboratoire. Des essais préliminaires ont permis de déterminer les charges compatibles avec une survie normale des animaux. C'est ainsi que pour éliminer les interférences des conditions de transport sur les résultats des tests de laboratoire, nous avons choisi de ne pas introduire de substances chimiques (tampons, anesthésiants....) dans l'eau de mer.

./...

(*) Nous tenons à remercier la Société Générale d'Aquaculture qui nous a permis de réaliser ces expérimentations dans ses installations du CROISIC (Loire-Atlantique).

I - METHODOLOGIE

1°) Description du matériel

Le dispositif de transport comprend :

- une caisse d'expédition en carton de 4 mm d'épaisseur aux dimensions suivantes : longueur 31 cm, largeur 30 cm, hauteur 22 cm, correspondant à un volume de 20,46 litres,
- un sac en polyéthylène d'épaisseur 0,05 mm confectionné à partir d'une gaine dont la largeur à plat est de 60 cm et dont la longueur utilisable est de 71 cm (plus 1 cm pour la soudure du sac). Afin d'éviter les perforations accidentelles, ce sac est introduit dans un autre.

Il convient de remarquer que :

- le sac plastique n'épouse pas intégralement la forme de la caisse,
- le volume d'eau de mer admissible dans le sac doit représenter 1/3 du volume total, le volume restant étant occupé par de l'oxygène,
- les volumes de gaz et de liquide doivent être constants d'un essai à l'autre,
- les prélèvements de la phase liquide ne doivent pas perturber l'évolution du milieu intérieur. Pour ce faire un système de siphon a été spécialement adapté.

a) Détermination du volume utile du sac

Le double sac en polyéthylène est introduit dans la caisse, la soudure en diagonale sur le fond. On le remplit d'eau jusqu'au bord de la caisse puis on ferme le sac en torsadant le polyéthylène au ras de l'eau afin qu'aucune bulle d'air ne puisse y être piégée. La torsade est repliée et serrée par des élastiques pour assurer l'étanchéité.

En opérant ainsi le volume admissible à l'intérieur du double sac permet une bonne fermeture de la caisse, il est égal à 18 litres.

En conséquence lors de l'expérimentation chaque sac contiendra :

- 6 litres d'eau de mer,
- 12 litres d'oxygène.

b) Reproductibilité des remplissages

Un repère tracé sur chaque sac a permis de les fermer au même endroit donc d'enfermer un même volume d'oxygène pour chaque essai. Nous avons déterminé la position de ce repère sur un sac "modèle" de la manière suivante (figure 2) :

trois sacs ont été remplis de 18 l d'eau et fermés comme cela a été décrit en a). Nous avons alors coupé le polyéthylène au niveau de l'eau, à la base de la torsade, puis une fois les sacs vidés et posés à plat, on peut reporter sur papier les contours extérieurs des trois sacs. Au niveau de la coupure trois lignes dentelées se superposent plus ou moins; on trace alors une ligne droite moyenne qui, parallèle à la soudure, se situe à 49 cm au-dessus de celle-ci et servira de repère pour la fermeture de tous les sacs au cours des essais. On dispose ainsi pour le pliage de 22 cm de polyéthylène.

c) Montage d'un système de siphonnage étanche

Les prélèvements sont effectués toutes les 24 heures sans avoir à ouvrir les sacs. A cet effet un tuyau en P.V.C. transparent "type cristal" de diamètre intérieur 6 millimètres passe à travers les torsades de fermeture du sac et est replié en une boucle maintenue par un élastique (figure 3). Le tuyau doit être assez rigide pour ne pas s'écraser sous la pression de l'élastique et la boucle doit être assez large pour éviter le pincement du tuyau. Le tube "cristal" est lesté à une extrémité par un tube de verre qui trempe dans l'eau de mer; l'autre extrémité est fermée par une pince de Mohr.

2°) Mise en place et suivi des essais

a) Capture des animaux dans leur milieu naturel

Les espèces testées correspondent à celles habituellement utilisées en expérimentation et faciles à se procurer au moment de l'étude.

La capture s'est échelonnée sur les mois de septembre et octobre. Les artémies (*Artemia salina*) proviennent des élevages de la Générale d'Aquiculture du Croisic. Les crevettes (*Palaemon varians*) ont été

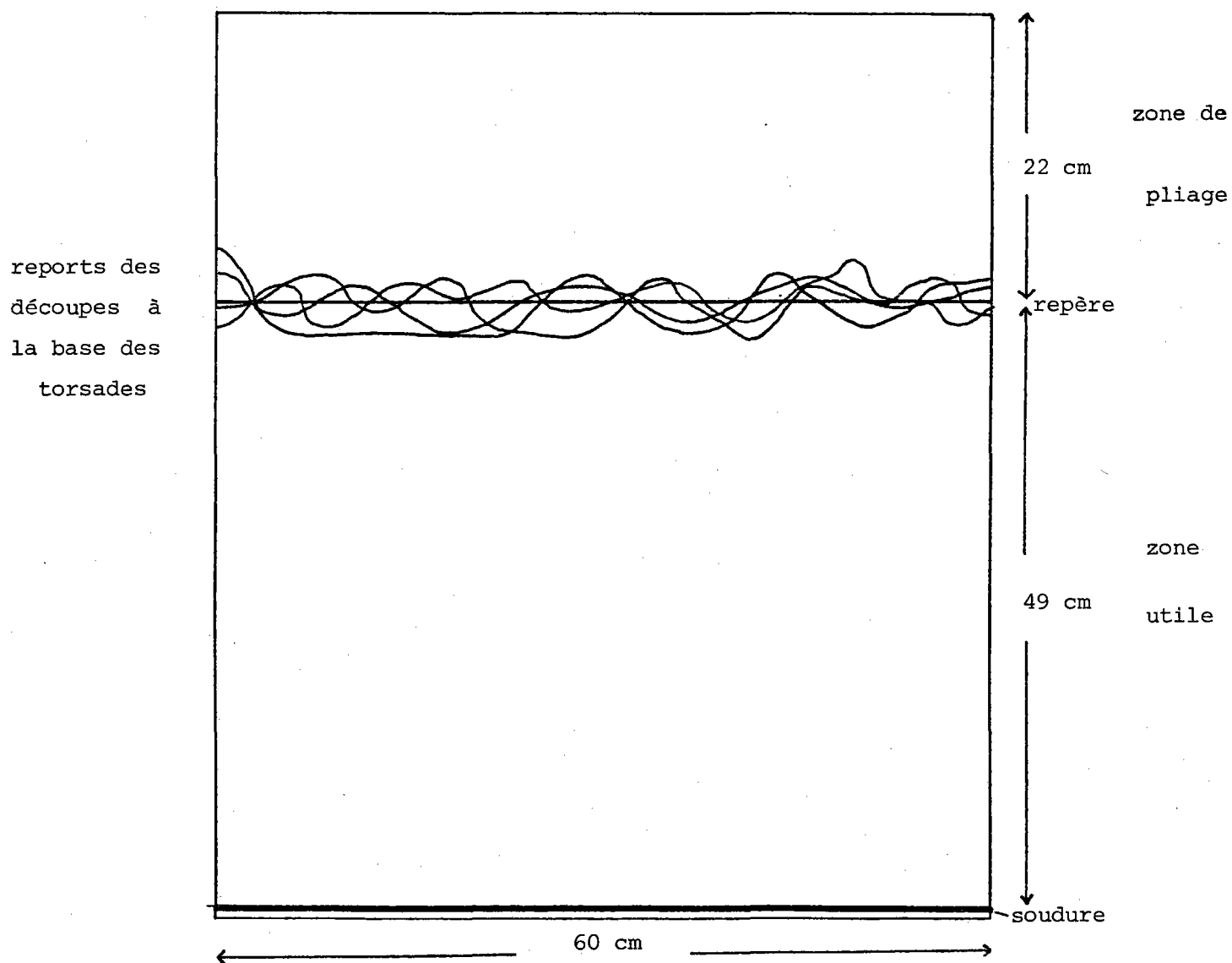


FIG. 2 : Détermination de la position du repère de remplissage des sacs.

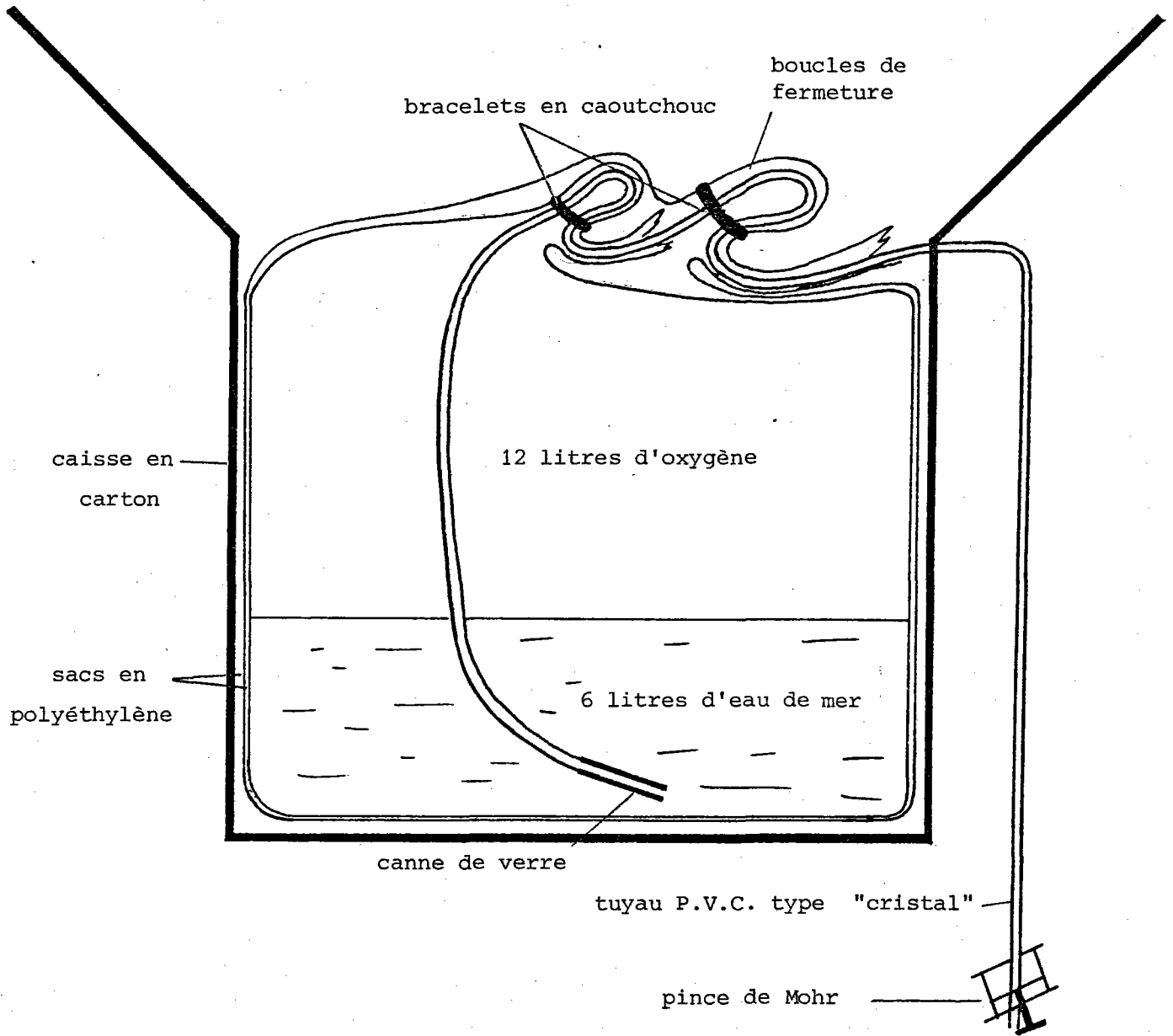


FIG. 3 : Schéma du montage expérimental

pêchées à l'haveneau dans les marais du Croisic. Les gobies (*Pomatochistus*) et les mulets (*Mugil sp.*) ont été pêchés au casier dans les mêmes marais. Les casiers ont été fréquemment relevés afin d'éviter que les poissons ne se blessent. Les flots (*Platichthys flesus*) ont été pêchés à la senne en Loire.

Les différentes espèces sont conservées en vivier avec changement d'eau et apport de nourriture et les animaux fatigués éliminés. L'alimentation est arrêtée 48 heures avant les essais et pendant toute la durée de l'expérimentation un lot témoin est conservé dans le vivier. La température du vivier est identique à celle du milieu naturel, ce qui a pour avantage de minimiser les perturbations.

b) Mise en oeuvre des essais

Deux à trois charges d'animaux ont été testées pour une même température et une même espèce. Pour chaque charge deux ou trois essais ont été réalisés suivant la quantité d'individus disponibles. Le tableau n° 2 récapitule les conditions expérimentales.

Les charges ont été déterminées en fonction de la bibliographie et des essais préliminaires qui ont porté sur des quantités d'animaux compatibles avec une survie normale et une absence de mortalité à l'arrivée : c'est pourquoi nous n'avons pas réitéré la charge maximum à 20° C, le but étant d'avoir des animaux capables de subir des tests de laboratoire, après un temps d'acclimatation.

Mode opératoire

6 litres d'eau de mer fraîche sont introduits dans chaque double sac en plastique. Les animaux rapidement pêchés sont pesés et répartis dans les poches en polyéthylène selon les charges définies. Après avoir introduit le tuyau en plastique dans chaque poche on fait barboter dans l'eau de

./...

T°	10 ° C				20 ° C			
	Pds moyen par sac en g	Pds par unité de vol.g/l	Nombre d'essais	Nombre individus par sac	Pds moyen par sac en g	Pds par unité de vol. g/l	Nombre d'essais	Nombre individus par sac
ARTEMIES	75	12,5	3		75	12,5	3	
	150	25	3		150	25	3	
	300	50	3					
CREVETTES	75	12,5	3		75	12,5	3	
	150	25	3		150	25	3	
	300	50	2					
GOBIES	35	5,8	3	1				
	70	11,6	3	2	80	13,3	3	2
	140	23,3	2	4	160	26,6	3	4
	210	35,0	2	6				
MULETS	40	6,6	3	1				
	90	15	3	3	80	13,3	3	2 - 3
	110	18,3	3	5				
	150	25	3	5 - 6	155	25,8	3	5 - 6
FLETS	100	16,6	1	1	100	16,6	1	1
	120	20	1	1				1
	170	28,3	1	1	170	28,3	1	
	200	33,3	1	2	200	33,3	1	1
	260	43,3	1	2				
	270	45	1	2				

TABLEAU N° 2 : Conditions expérimentales des différents essais.

l'oxygène pur pendant 2 minutes, afin de saturer la phase aqueuse. L'air est chassé du sac par placage du polyéthylène contre le liquide et est remplacé par de l'oxygène pur ; le sac est fermé au niveau du repère suivant la technique décrite.

Les caisses en carton sont fermées, le tuyau de prélèvement sortant par un des angles du couvercle, et conservées dans des salles thermorégulées à $10 \pm 1^\circ \text{C}$ et $20 \pm 1^\circ \text{C}$.

c) Echantillonnage pour analyses physico-chimiques

L'étude s'est poursuivie pendant 3 jours et toutes les 24 heures un échantillon d'eau de 200 ml est prélevé par siphonnage dans chaque poche en plastique, en prenant soin de rincer le siphon et en évitant toute perturbation qui pouvait interférer sur les mesures.

L'eau prélevée a été répartie comme suit :

- 90 ml ont été filtrés sur membrane (GF/C Whatman) et divisés en 3 parties égales pour le dosage de la demande chimique en oxygène (D.C.O.), des nitrites et des nitrates,
- 5 ml sont dilués avec 45 ml d'eau désionisée, dépourvue d'ammoniaque, pour la mesure de l'ammoniaque total ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$),
- 45 ml sont utilisés immédiatement pour la détermination de l'oxygène dissous,
- sur le reliquat a été effectuée la mesure de pH.

3°) Méthodes analytiques

Nous en rappellerons brièvement le principe et nous signalerons les modifications que nous avons dû apporter pour les adapter à notre méthode de travail.

./...

a) Le pH

Mesure électrométrique au pH-mètre (TACUSSEL)

b) L'oxygène dissous

Méthode de Winkler au moyen d'un coffret de dosage Aquamerck (réf. 11107).

c) Dosage de l'ammoniaque total ($\text{HN}_3 + \text{NH}_4^+$)

Méthode de Solorzano et Koroleff. Compte tenu des teneurs élevées dans nos prélèvements, nous avons dû procéder à une dilution et un réétalonnage en tenant compte de la dilution de l'eau de mer.

d) Mesure de la matière organique dissoute

Méthode dite de la D.C.O. (demande chimique en oxygène) adaptée par MICHEL (1972).

e) Détermination des nitrites et des nitrates

Méthode décrite par STRICKLAND et PARSON (1968) sur auto-analyseur II (TECHNICON).

./...

II - RESULTATS ET DISCUSSION

Tous les résultats expérimentaux sont reportés en annexe.

1°) Evolution du pH

Les figures 4 A, B, C, D, E, donnent l'évolution du pH durant les trois jours d'expérience. Sur chaque figure correspondant à une espèce sont indiquées dans l'ordre, la température et la charge pour chaque graphe.

L'eau de mer étant différente d'une série d'essais à l'autre, de légères variations des valeurs initiales ont été observées, mais elles sont sans conséquence sur l'interprétation des résultats.

Pour trois essais nous avons calculé une valeur moyenne journalière. Ceci n'a pas été possible avec les flets car les charges n'étaient pas comparables en raison de l'hétérogénéité du poids des poissons plats, aussi avons nous tracé la courbe correspondant à chaque essai.

L'examen de ces courbes montre que :

- la chute de pH en 24 heures est brutale pour tous les essais quelles que soient les espèces (environ 1,5 unités pH). Les valeurs baissent lentement par la suite et se stabilisent en fin d'essai à $6,5 \pm 0,2$,

- la valeur finale est d'autant plus faible que la charge est grande; ceci est particulièrement vrai pour les poissons : ainsi à 10° C pour 1 gobie ou 1 mullet le pH est respectivement 7,45 et 6,9 alors que pour 4 gobies ou 6 mulets il est abaissé à 6,6 et 6,4,

- les températures de stockage étudiées sont sans influence sur le pH.

L'abaissement brutal enregistré dès le premier jour est probablement dû au dégagement de gaz carbonique. Ce dégagement est très élevé durant les premières heures car le stress subi par les animaux entraîne une perturbation du métabolisme.

./...

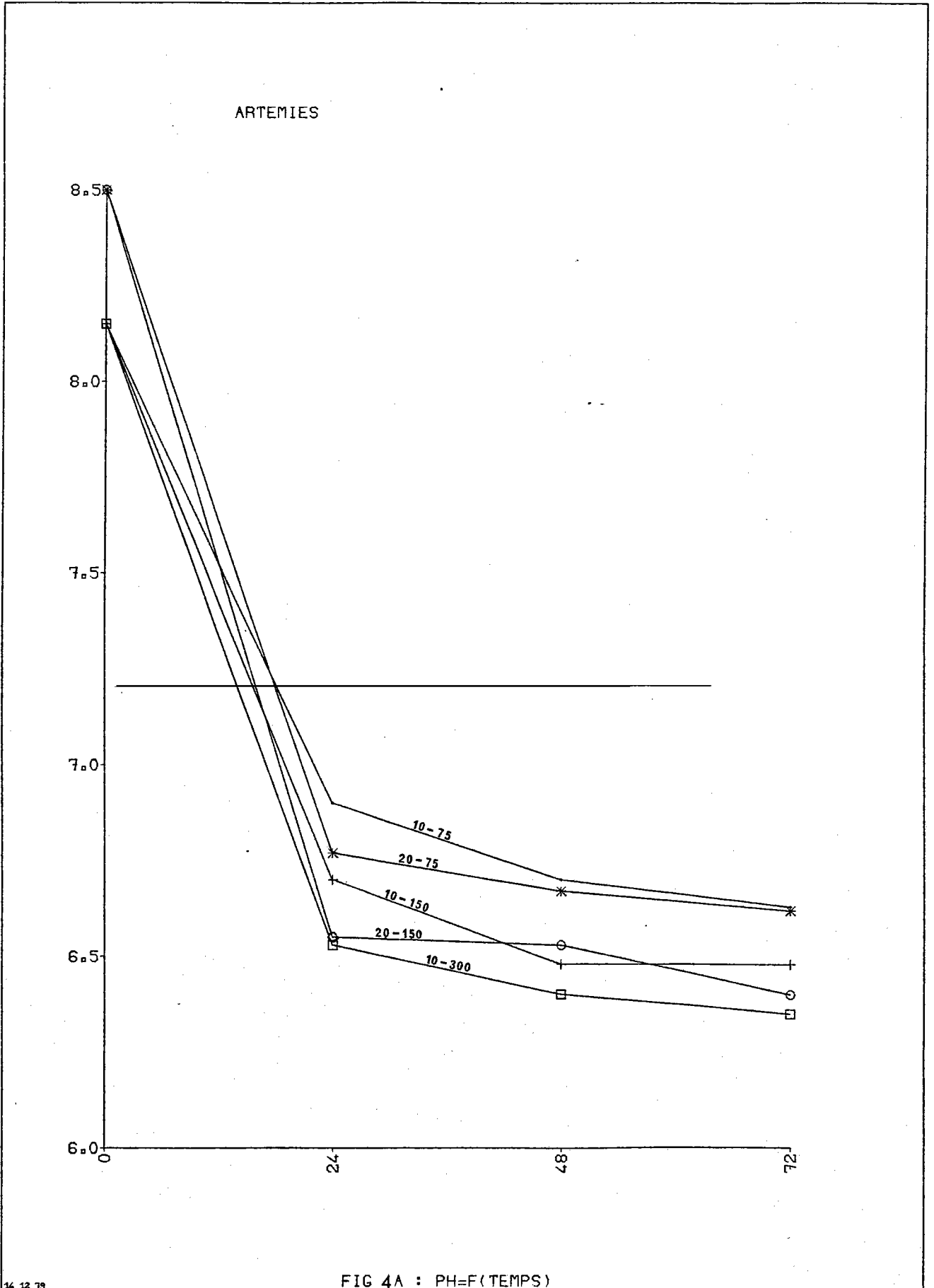
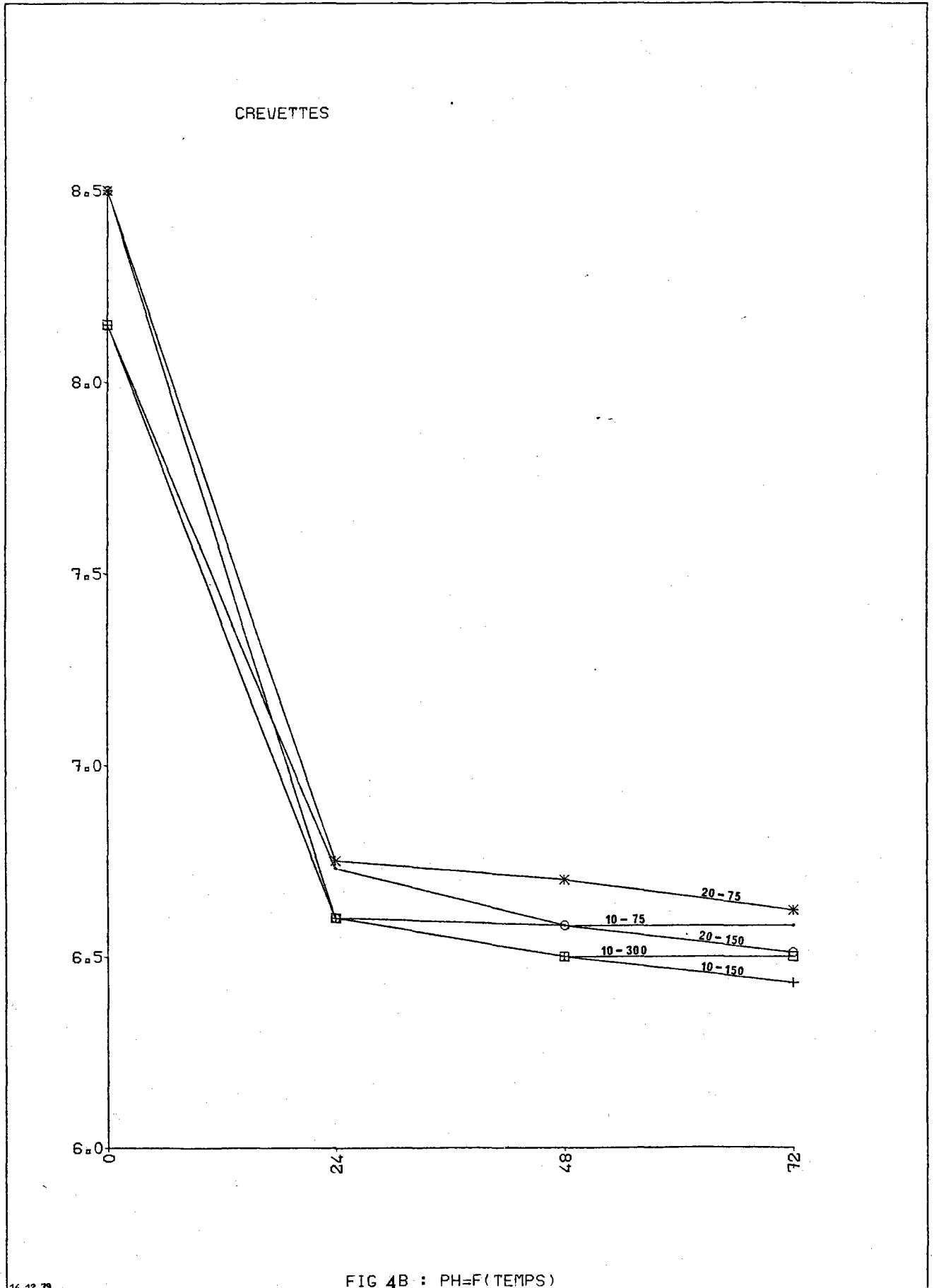
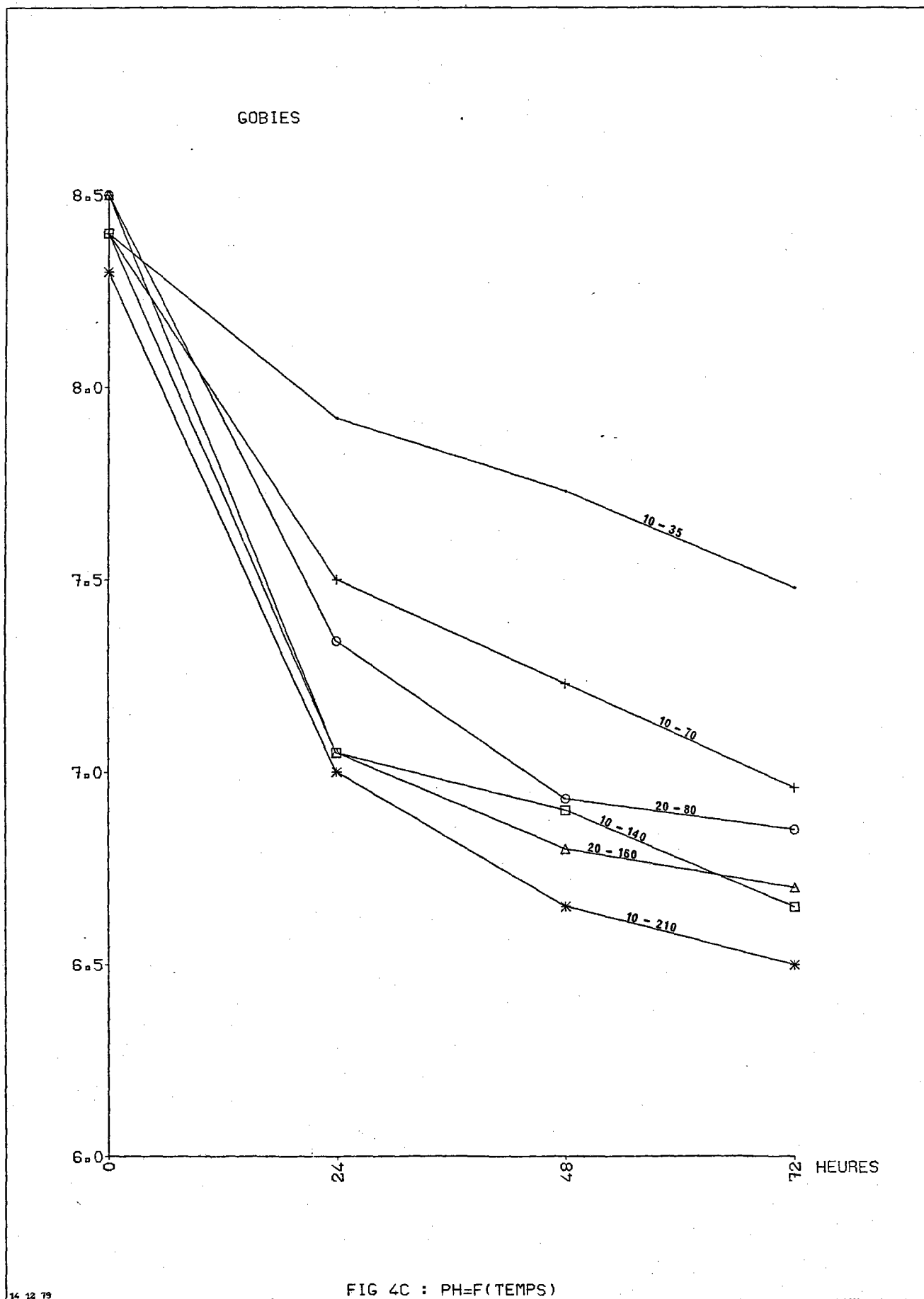
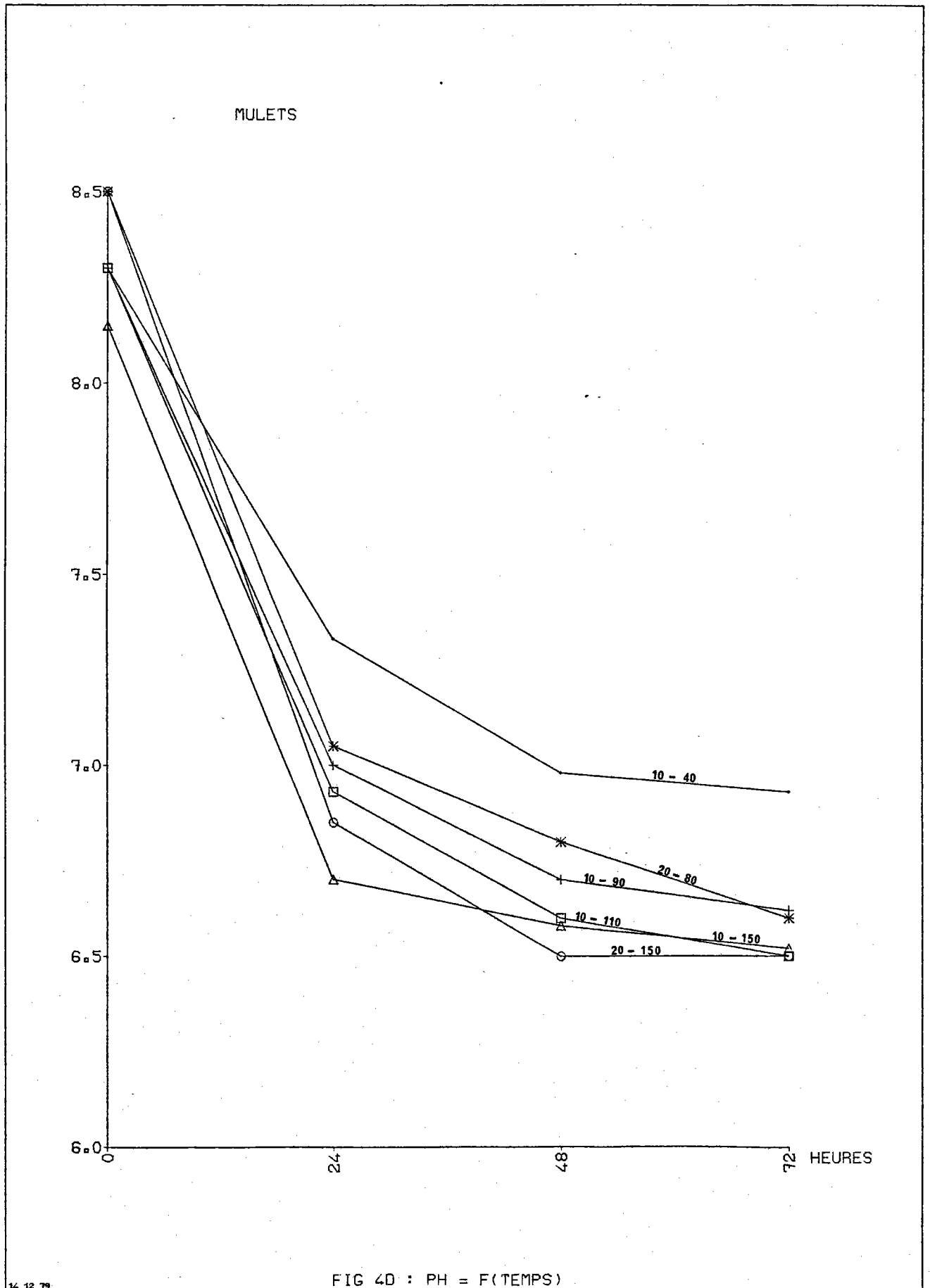
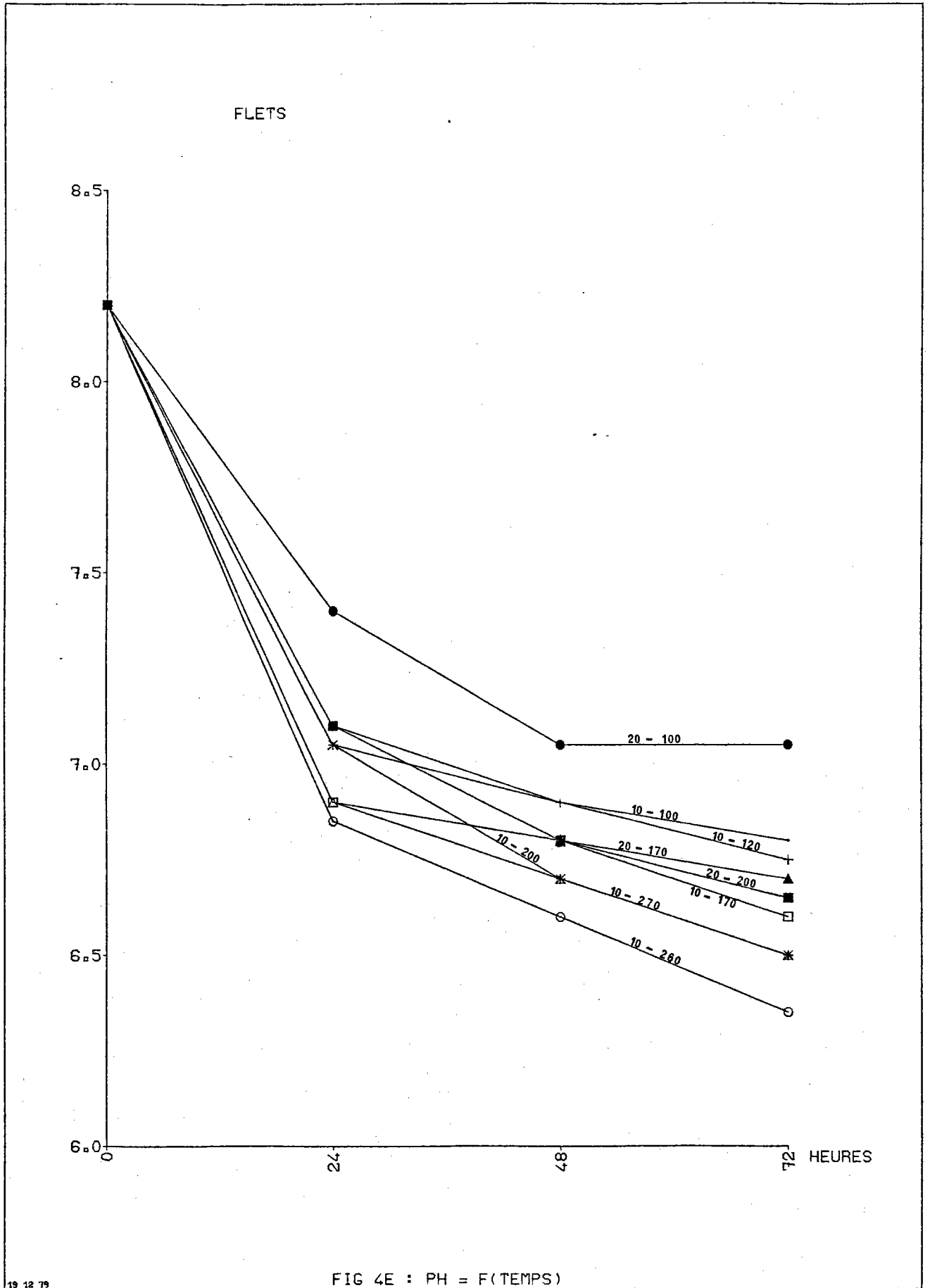


FIG 4A : PH=F(TEMPS)









Le pouvoir tampon de l'eau de mer, la diffusion du gaz carbonique hors de la phase aqueuse et la production d'ammoniaque s'ajoutent pour stabiliser le pH autour de 6,5.

Nos résultats confirment ceux de W. Mc FARLAND et Coll. (1951) qui signalent des diminutions de pH du même ordre lors du transport de saumons : en 4 heures le pH passe de 7,8 à 6,4. Pour d'autres poissons marins, après la première heure le pH était passé de 8,2 à 7,4. Selon ces auteurs, l'abaissement du pH en lui-même ne serait pas à proprement parler préjudiciable, mais s'il est conjugué à une teneur en gaz carbonique élevée, il provoque des effets nocifs sur la respiration, ce qui les a conduit à introduire du tampon "tris" dans l'eau de mer. Nous n'avons pas retenu cette solution car le tampon "tris" peut perturber les résultats des expérimentations de laboratoire.

2°) Taux de saturation en oxygène dissous

Afin de mettre en évidence un déficit éventuel en oxygène, les teneurs en oxygène dissous ont été converties en pourcentage de saturation.

Des abaissements importants du taux de saturation ne sont observés que dans le cas de fortes charges de crustacés comme le montre le tableau 3.

Pour les essais effectués avec des poissons, les taux de saturation sont toujours supérieurs à 100 % quelles que soient les charges et les températures.

./...

Espèces	charge	10° C		20° C	
		48 h	72 h	48 h	72 h
A R T E M I E S	150 g	> 100	> 100	> 100	> 100
		> 100	> 100	> 100	> 100
		> 100	> 100	> 100	> 100
	300 g	> 100	71	-	-
		> 100	70	-	-
		88	38	-	-
C R E V E T T E S	150 g	> 100	54	57	51
		> 100	> 100	51	27
		> 100	76	68	81
	300 g	8	9	-	-
		10	9	-	-
G O B I E S	140 g	> 100	> 100	> 100	> 100
		> 100	> 100	> 100	> 100
M U L E T S	150 g	> 100	> 100	-	> 100
		> 100	> 100	-	> 100
		> 100	> 100	-	> 100

TABLEAU N° 3 : Pourcentage de saturation d'oxygène pour les essais les plus représentatifs.

D'après le tableau 3 nous constatons que la consommation en oxygène dépend davantage du nombre d'individus confinés plutôt que du poids total de matière vivante par volume d'eau ou de l'espèce. Ainsi pour des charges équivalentes de crevettes et de poissons, le taux de saturation est inférieur à 100 % dès le deuxième jour, dans le sac qui contient le plus grand nombre d'individus.

Il semble que les crevettes consomment plus d'oxygène que les artémies. M. R. REEVE (1969) a étudié la consommation d'oxygène d'une crevette *Palaemon serratus* : jusqu'à 50 % de saturation les animaux adultes ont une consommation maximale ; entre 50 et 8 % leur consommation en oxygène décroît et autour de 8 % ils meurent. La température si elle ne dépasse pas une fourchette comprise entre environ 12 et 17° C, n'a pas d'influence.

Cependant, il est certain qu'autour de 9 % de saturation dès le deuxième jour, les animaux survivent dans de mauvaises conditions, ce qui explique que le troisième jour nous ayons enregistré 25 % de mortalité.

Lorsque les survivants sont replacés en vivier on n'observe pas de mortalité car cette espèce est particulièrement résistante du fait qu'elle vit dans les marais où les conditions d'oxygénation ne sont pas toujours optimales.

Le manque d'oxygène n'est certainement pas la seule cause de mortalité car W. Mc FARLAND (1951) a constaté une mortalité importante de poissons dans des sacs de polyéthylène fermés comme nous l'avons décrit au paragraphe I, 2 b, bien que la teneur en oxygène soit proche de la saturation.

Il est vrai que les poissons sont beaucoup plus fragiles : GIRIN (1979) signale que pour des valeurs égales ou inférieures à 40 et 50 % de saturation les mortalités sont importantes dans des élevages de bars ou de soles.

./....

3°) Evolution de la concentration en ammoniacque

L'évolution de la concentration totale en ammoniacque ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$) exprimée en $\mu\text{atg N/l}$ en fonction du temps est reportée pour chaque espèce sur la figure 5 A, B, C, D, E.

Pour plus de clarté nous avons représenté trois ou deux essais par une ligne moyenne sauf pour les flets où chaque essai est figuré.

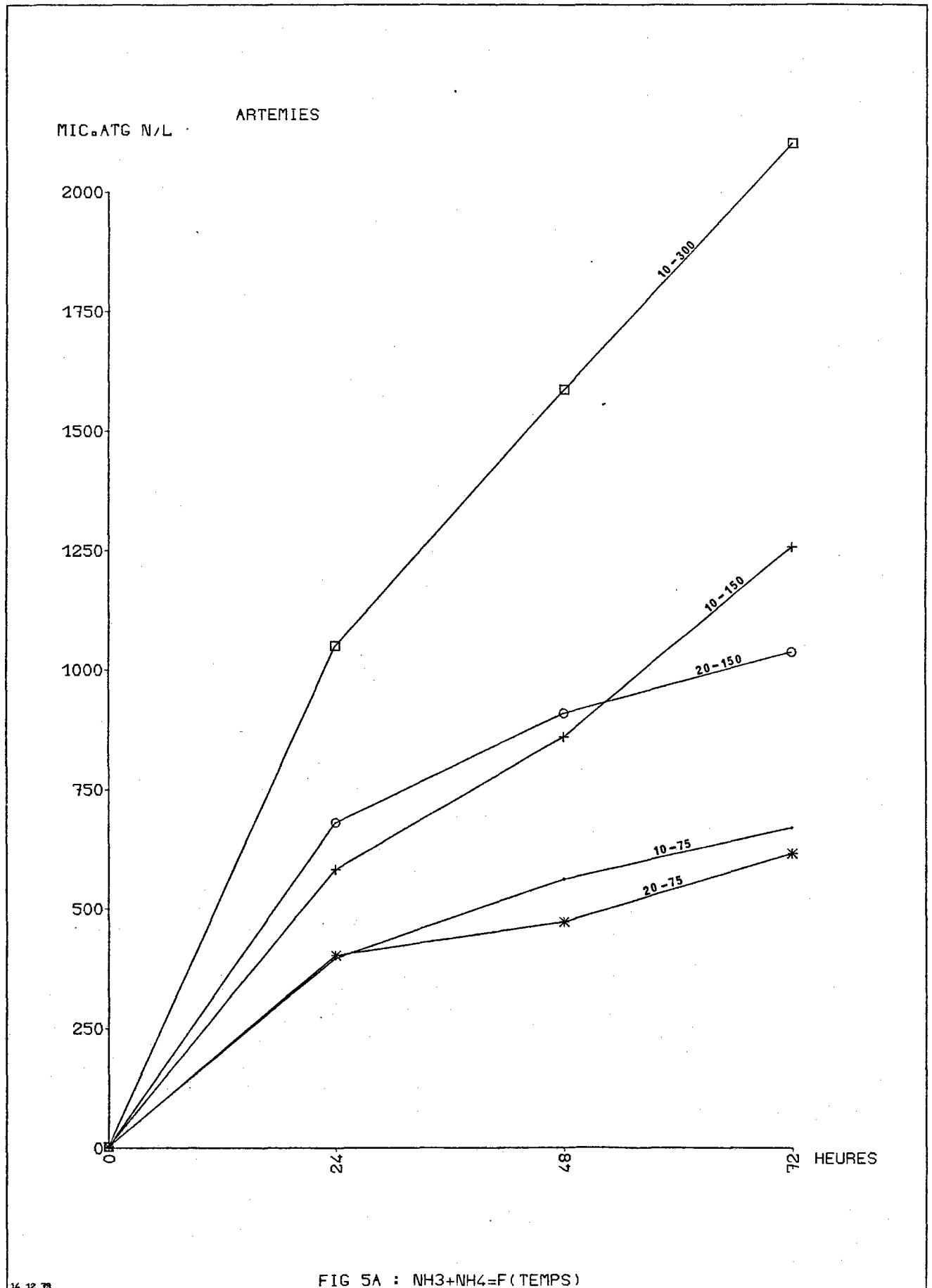
Le fait de séjourner à 10 ou 20° C ne semble pas avoir d'influence sur la production d'ammoniacque.

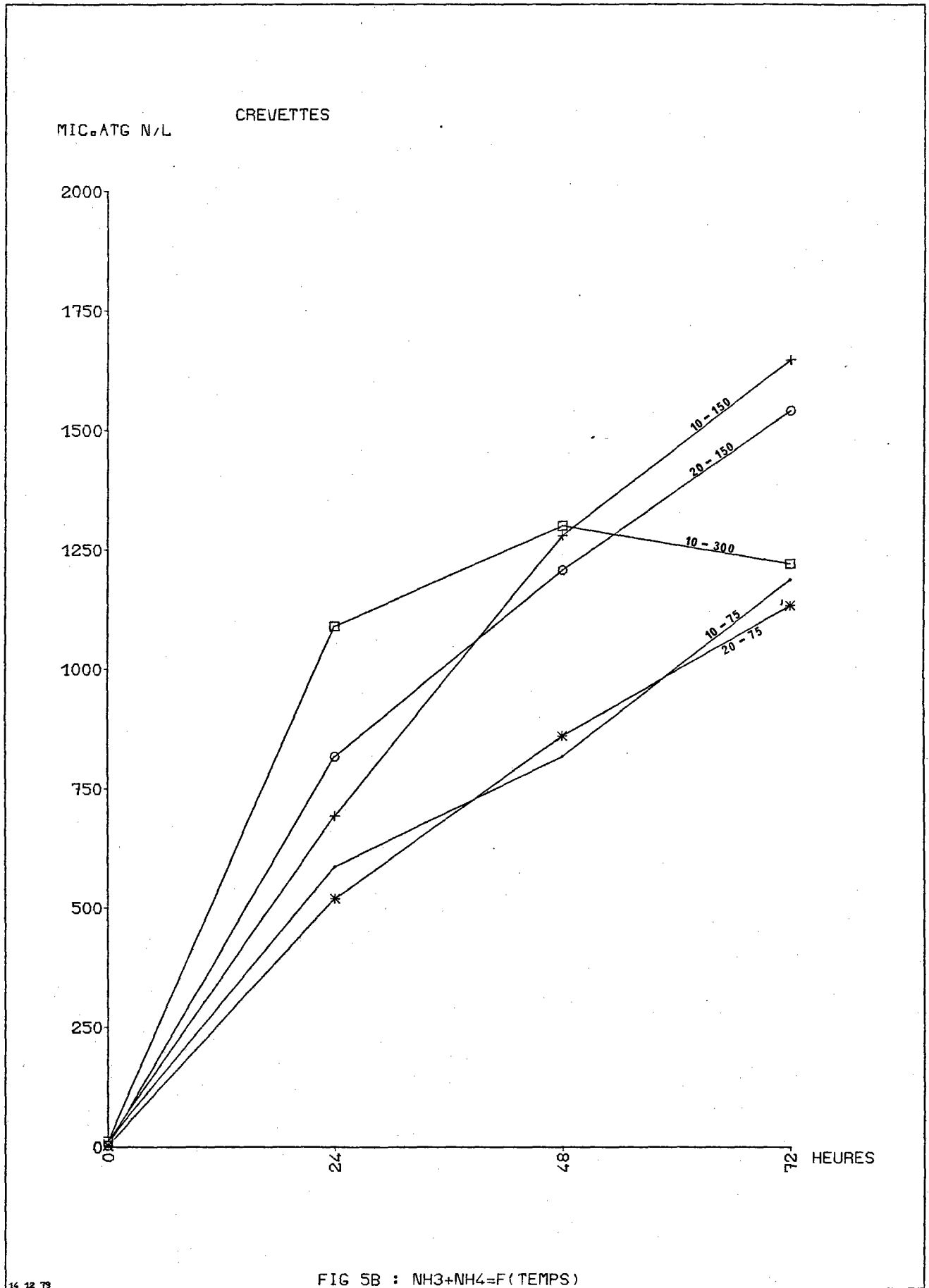
Dans notre système clos l'ammoniacque est le paramètre le plus critique, car dès le premier jour la concentration est supérieure à 50 $\mu\text{atg N/l}$ puis elle atteint parfois des niveaux très élevés (plus de 2000 $\mu\text{atg N/l}$ avec 300 g d'artémies), elle correspond alors aux essais où l'on a observé de la mortalité. D'une manière générale plus la charge est élevée, plus les teneurs sont fortes, avec les poissons elles ne dépassent pas 1000 $\mu\text{atg N/l}$.

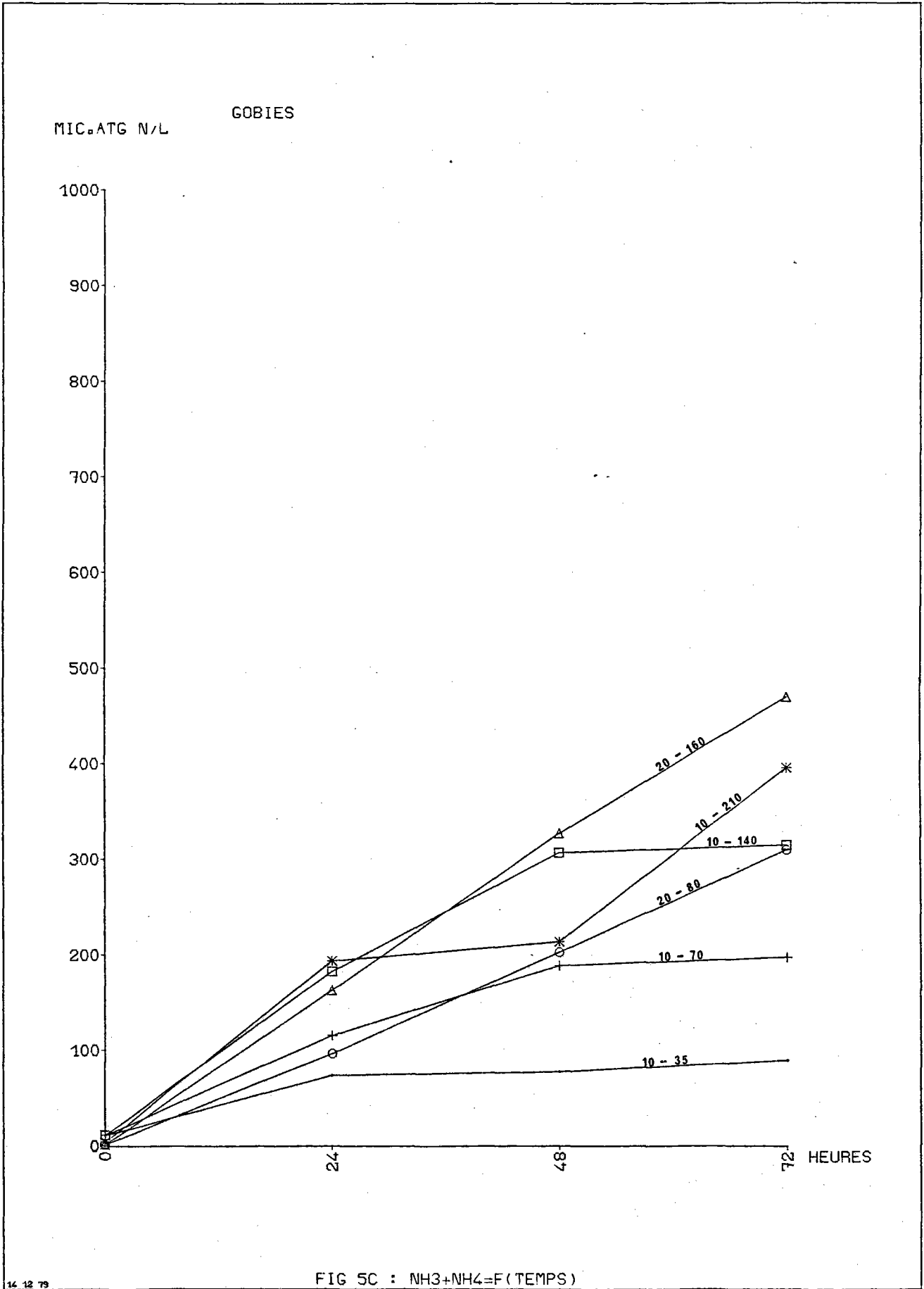
Nos résultats sont comparables avec ceux obtenus par S.K. JOHNSON (1979) qui a travaillé dans des conditions analogues aux nôtres, mais avec des poissons-chats.

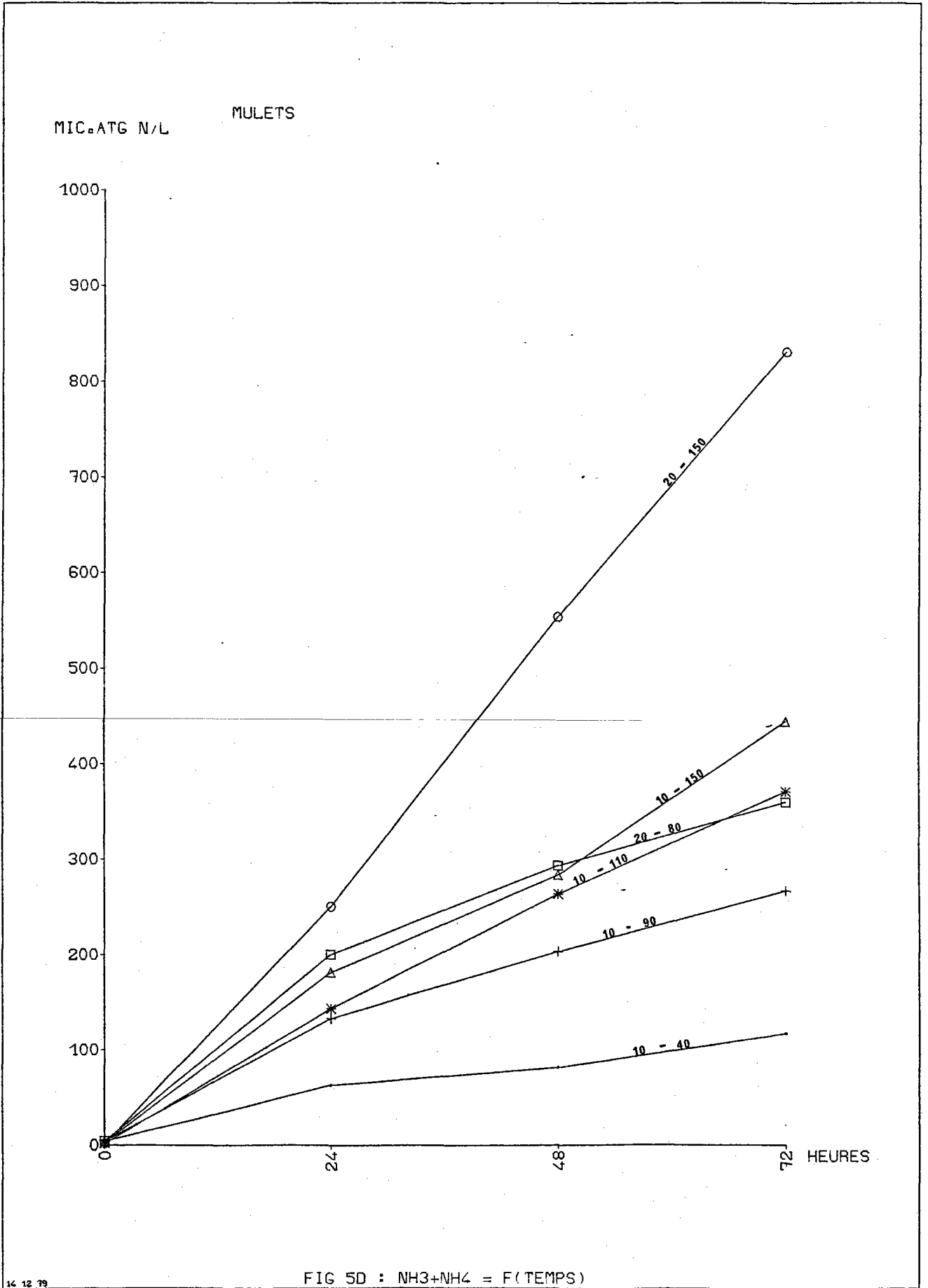
Poissons (température)	Poids g/l	Nombre de pois- sons	Teneurs en NH_4^+ converties en $\mu\text{atg N/l}$, avec une ap- proximation de 5 % (d'après JOHNSON)
Poisson-chat (17°C)	25	3	270
(7,5 cm de long)	75	10	780
d'après JOHNSON (1979)	150	20	1 170
gobies (20°C)	26,6	4	163
mulets (20°C)	25,8	5-6	250
flêts (20°C)	28,8	1	180

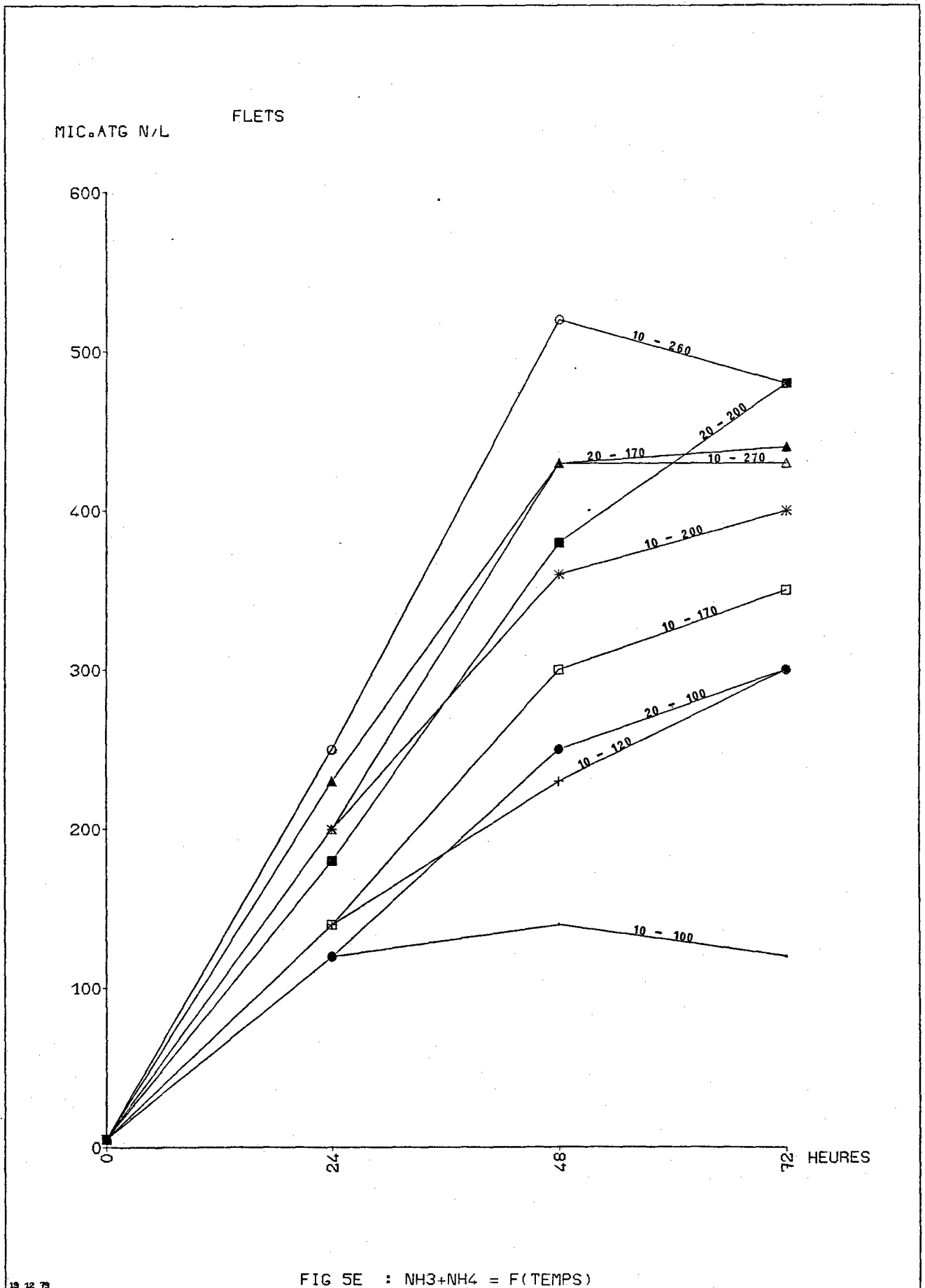
TABLEAU N° 4 : Teneurs en ammoniacque obtenues après 24 heures pour différentes espèces de poissons.







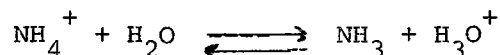




La toxicité de l'ammoniaque ne semble pas être une relation directe de sa concentration totale, elle dépend aussi d'autres facteurs comme les teneurs en oxygène et gaz carbonique. En effet, le seuil létal de l'ammoniaque diminue quand il y a diminution d'oxygène et/ou augmentation de dioxyde de carbone.

DE GRAAF prétend que lorsque la concentration atteint 11 à 16 $\mu\text{atg N/g}$ en aquarium, l'ammoniaque peut provoquer des difficultés respiratoires ; REEVE (1969) a trouvé qu'à $\approx 550 \mu\text{atg N/g}$ des crevettes adultes du genre Palaemon serratus succombent ; alors que la dose létale pour les poissons-chats de la Manche est de l'ordre de 2 $\mu\text{atg N/g}$ (KNEPP et ARKIN, 1972).

La grande disparité des valeurs données dans la littérature s'explique par le fait que la toxicité de l'ammoniaque dépend de la forme chimique sous laquelle ce composé se trouve. Dans un système aqueux, l'ammoniaque est sous deux formes : non ionisé (NH_3) et ionisé (NH_4^+), la quantité respective de chacune d'elle obéissant à la loi d'équilibre :



dont la constante dépend de la température, du pH et à moindre degré de la salinité. BOWER et BIDWELL (1978) ont dressé une table des pourcentages d'ammoniaque ($\text{NH}_4 \text{ OH}$) suivant ces paramètres.

Pour une salinité comprise entre 32 et 40 ‰, nous avons relevé les pourcentages suivants :

pour un pH de 7,5	0,459 % à 10° C et 0,963 % à 20° C
pour un pH de 8,0	1,44 % à 10° C et 2,98 % à 20° C

Plus le pH et la température diminuent, moins il y a d'ammoniaque non ionisé dans le milieu. Or c'est la forme non ionisée qui est la plus toxique : autour de 0,05 $\mu\text{atg N/g}$ ($\approx 1 \text{ ppm}$) pour divers auteurs. Il n'est donc pas surprenant que malgré les teneurs élevées que nous avons trouvées, nous n'ayons pas atteint les doses létales dans la majorité de nos essais étant donné la valeur du pH, souvent inférieure à 7,5. De plus, pour les crevettes les essais où les mortalités ont été enregistrées ne correspondent pas aux teneurs en ammoniaque les plus élevées.

./...

4°) Evolution de la demande chimique en oxygène

La mesure de ce paramètre a été retenue pour évaluer les déjections qui pouvaient induire une augmentation de la demande chimique en oxygène.

Mais les résultats sont très disparates et même incohérents puisque dans certains essais nous enregistrons une diminution importante de la D.C.O. au cours du temps; par exemple pour 150 g de crevettes à 20° C, nous avons trouvé respectivement 24, 180, 34 mg O₂/l pour 24, 48 et 72 heures. Les deux autres essais présentent des valeurs analogues.

La matière organique dissoute que nous sommes sensés mesurer, reflète mal la teneur en matière organique totale. En effet à la filtration, les colloïdes, les agrégats, le mucus sont retenus sur le filtre et le colmatent plus ou moins : tantôt ils passent, tantôt ils sont retenus.

Cependant, le fait que les valeurs les plus élevées (chez les artémies et crevettes) correspondent aux sacs où l'eau était un peu ou très opalescente et que ces valeurs sont d'autant plus grandes que la charge est forte pour les essais à 10° C, montre qu'il existe une corrélation. L'observation de l'opalescence pourrait être une indication de la charge organique dans l'eau bien qu'elle soit subjective.

5°) Evolution des nitrites (NO₂⁻)

Les concentrations en nitrites sont assez disparates d'une espèce à l'autre et d'un essai à l'autre, comme le montre le tableau n° 5, mais elles restent dans l'échelle des valeurs que l'on rencontre dans l'estuaire de la Loire au cours de l'année.

Si l'on considère les moyennes finales, les teneurs en nitrites maximales correspondent aux charges les plus élevées. Comme pour les autres paramètres, la température ne semble pas avoir d'influence sur l'évolution des nitrites.

./...

Espèce	Charge en g	Moyenne des 3 essais en $\mu\text{atg N/l}$							
		10 ° C				20 ° C			
		0 h	24 h	48 h	72 h	0 h	24 h	48 h	72 h
A R T E M I E	75	0,29	0,35	0,38	0,37	0,09	0,31	0,26	0,28
	150	0,29	0,42	0,39	0,42	0,09	0,52	0,48	0,53
	300	0,29	0,51	0,75	0,90	-	-	-	-
C R E V E T E	75	0,25	0,45	0,44	0,98	0,09	0,43	0,63	1,20
	150	0,25	0,53	1,46	1,53	0,09	1,02	1,51	2,14
	300	0,25	1,74	3,75	3,07	-	-	-	-
G O B I E	35	0,27	0,16	0,16	0,15	-	-	-	-
	70-80	0,27	0,22	0,22	0,24	0,07	0,17	0,22	0,28
	140-160	0,27	0,28	0,30	0,32	0,07	0,19	0,23	0,29
	210	0,56	1,35	1,61	1,90	-	-	-	-
M U L E T	40	0,56	0,17	0,19	0,22	-	-	-	-
	80-90	0,56	0,25	0,30	0,36	0,07	0,32	0,64	0,97
	110	0,56	0,52	0,63	0,77	-	-	-	-
	150-155	0,29	0,63	0,68	0,81	0,07	0,73	1,38	2,18
F L E T	100	0,01	0,1	0,3	0,3	0,01	0,1	0,2	0,3
	120	0,01	0,3	0,5	0,5	-	-	-	-
	170	0,01	0,2	0,3	0,3	0,01	0,3	0,5	0,5
	200	0,01	0,3	0,4	0,4	0,01	0,3	0,3	0,3
	260	0,01	0,4	0,4	0,4	-	-	-	-
	270	0,01	0,3	0,5	0,4	-	-	-	-

TABLEAU N° 5 : Evolution des teneurs en nitrites.

D'une manière générale, l'évolution des moyennes des 3 essais (figure 6 A, B, C, D, E,) va dans le sens d'une augmentation au bout du 3ème jour, bien qu'il y ait chez les gobies et les mulets une diminution ou une stagnation dans 2 ou 3 séries.

A l'intérieur du sac, des phénomènes complexes font évoluer le milieu dans un sens qu'il est difficile de prévoir et peuvent expliquer l'hétérogénéité des résultats dans une série de 3 essais effectués dans les mêmes conditions, ou les variations imprévisibles au cours du temps.

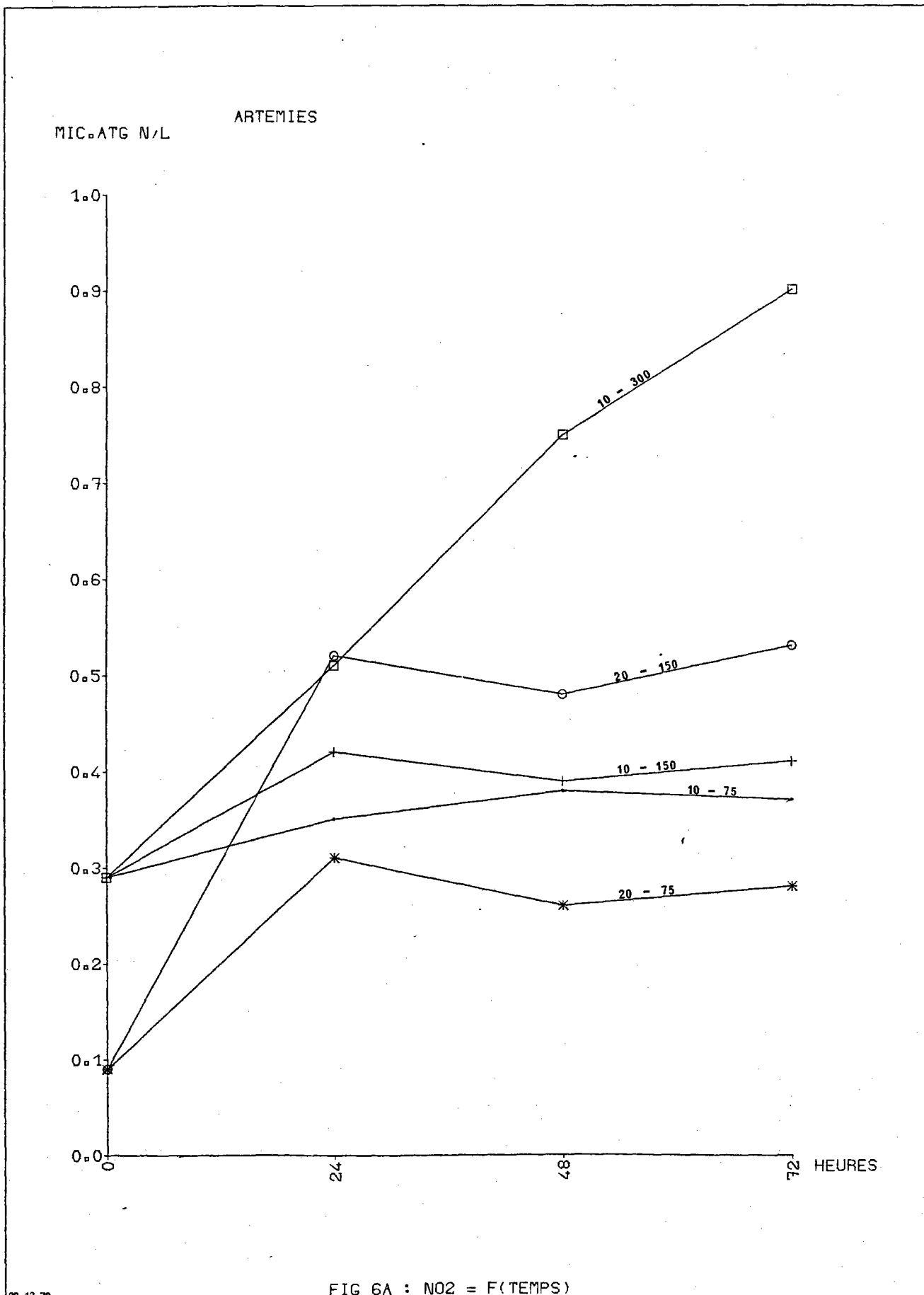
En effet, des réactions d'oxydo-réduction dues à la sursaturation en oxygène, au métabolisme des animaux et à l'activité bactérienne qui peut se manifester à partir du dernier jour, détruisent sans cesse l'équilibre.

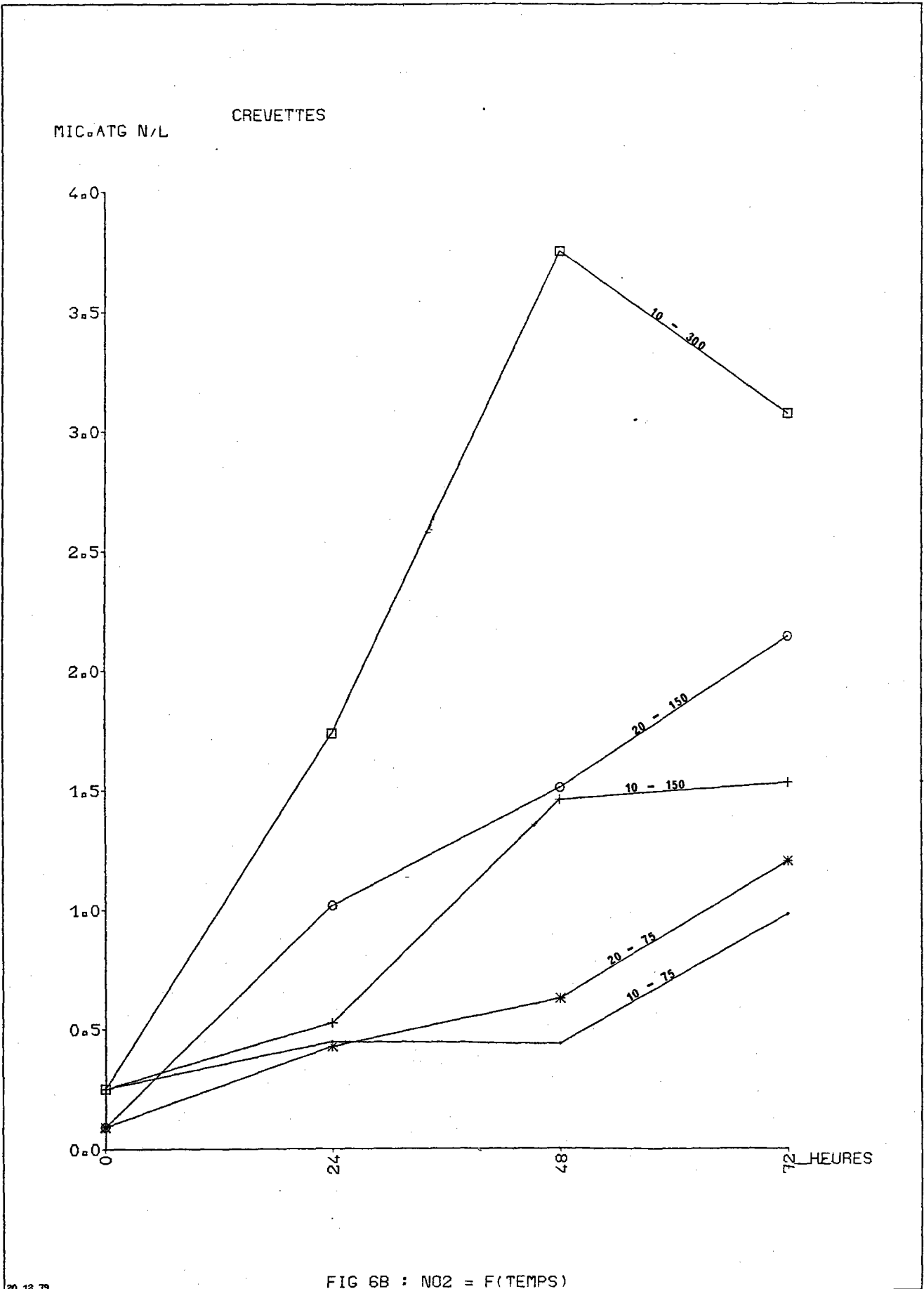
La toxicité des nitrites est moindre que celle de l'ammoniaque sous forme NH_3 , elle se déclarerait vers les 50 $\mu\text{atg N/l}$ d'après REEVE (1969) pour les espèces les plus fragiles. Nos teneurs étant très inférieures à cette valeur, nous ne considérerons pas ce paramètre comme une cause limitant le transport des animaux dans l'eau.

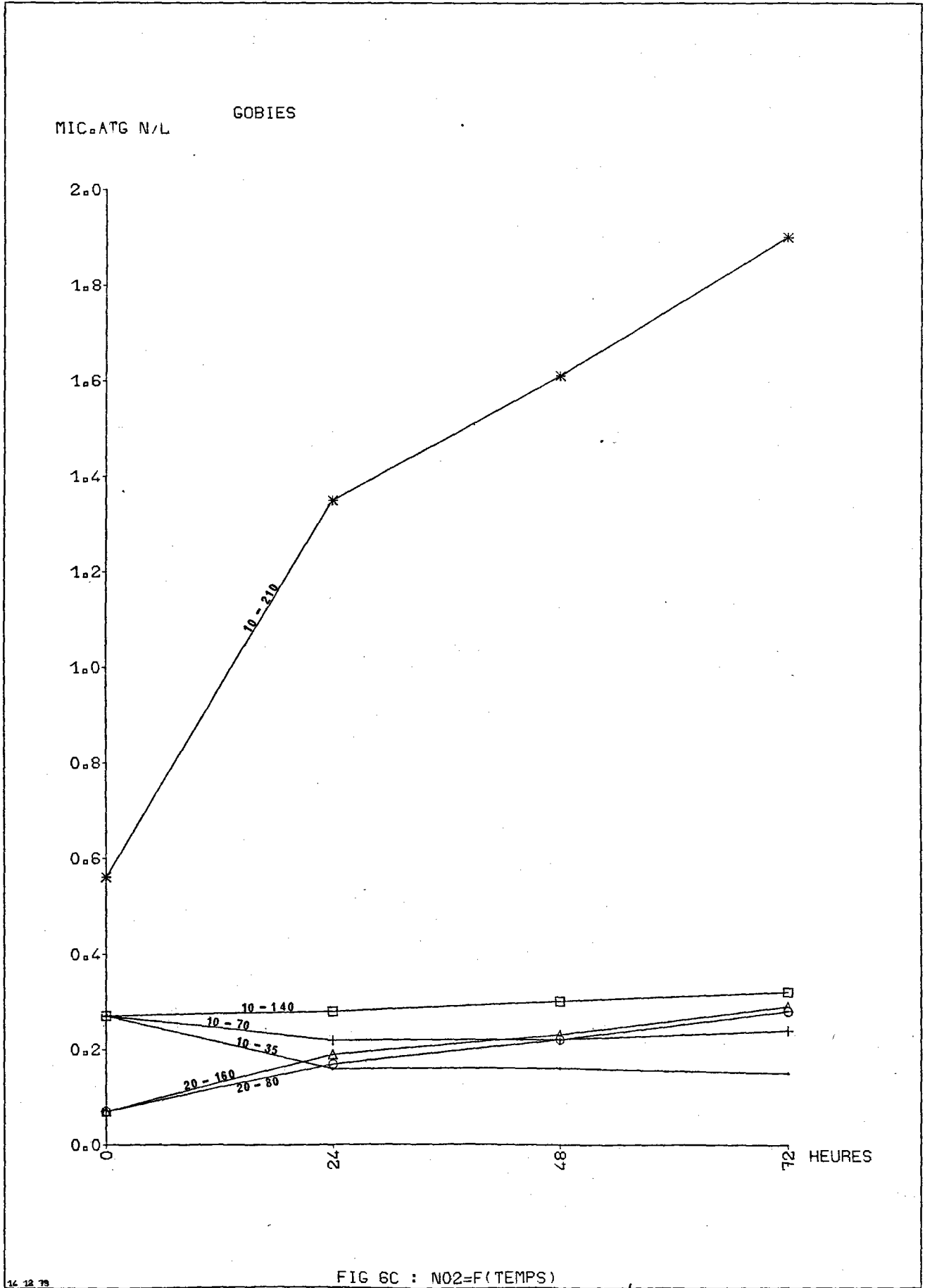
6°) Evolution des nitrates

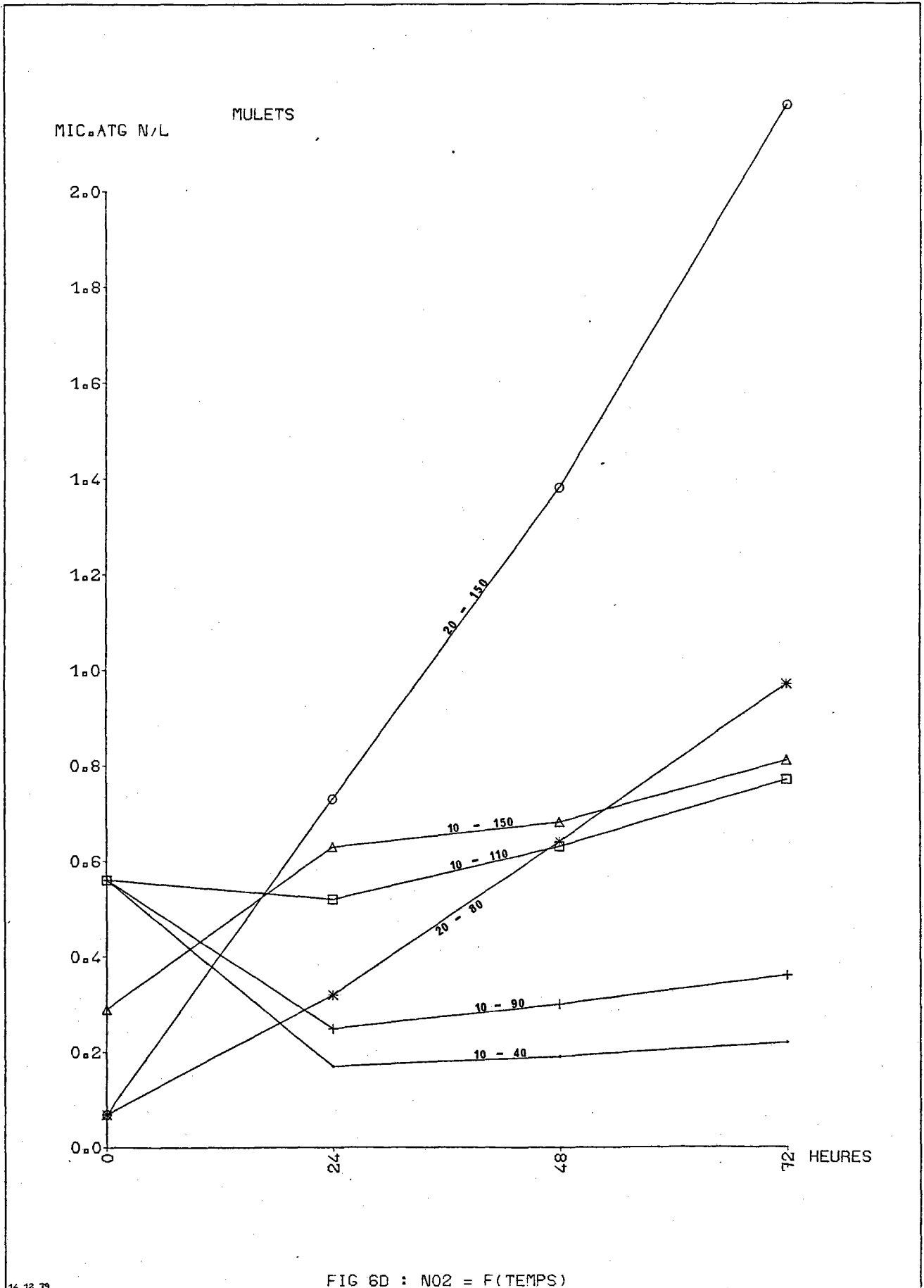
Les teneurs en nitrates sont très disparates et inférieures aux valeurs maximales rencontrées habituellement en estuaire.

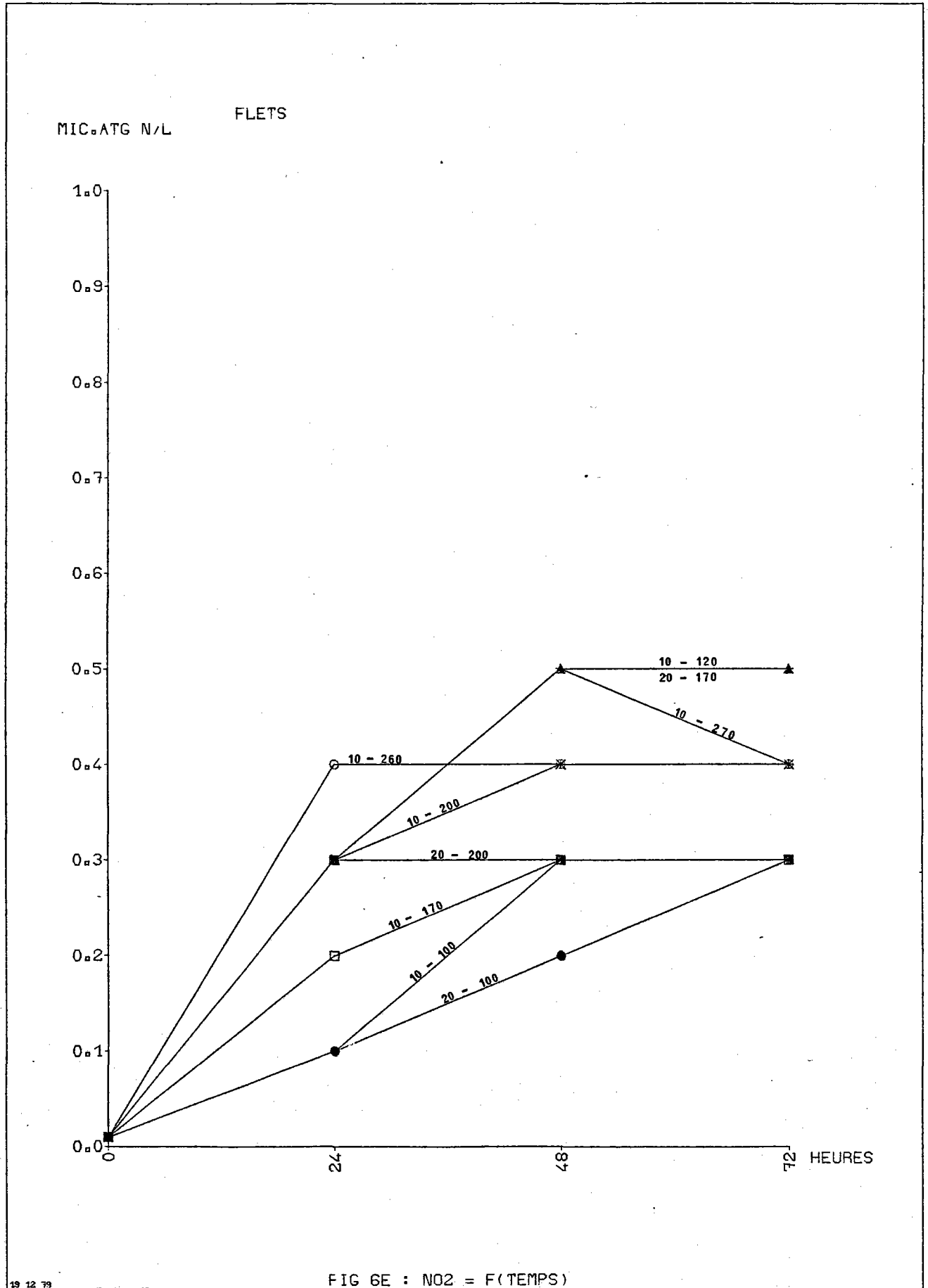
L'évolution de la concentration en fonction du temps (fig. 7 A, B, C, D, E) et des charges est incohérente et ne peut s'expliquer que par les transformations diverses qui se réalisent dans le milieu. On ne peut en tirer une interprétation significative quant à la qualité du milieu. La toxicité des nitrates est considérée comme nulle pour la plupart des organismes marins à des teneurs 3 ou 4 fois supérieures aux nôtres.

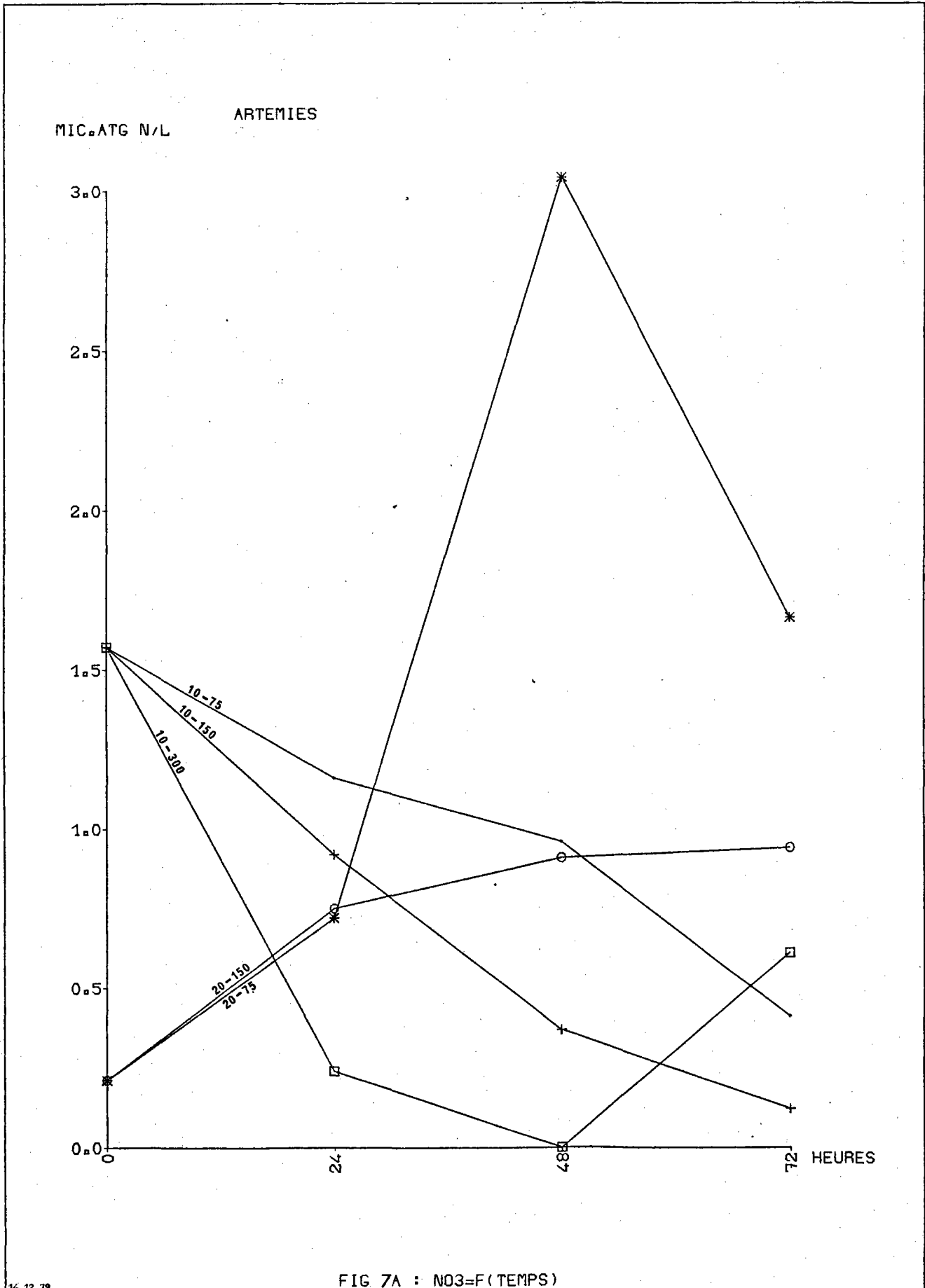


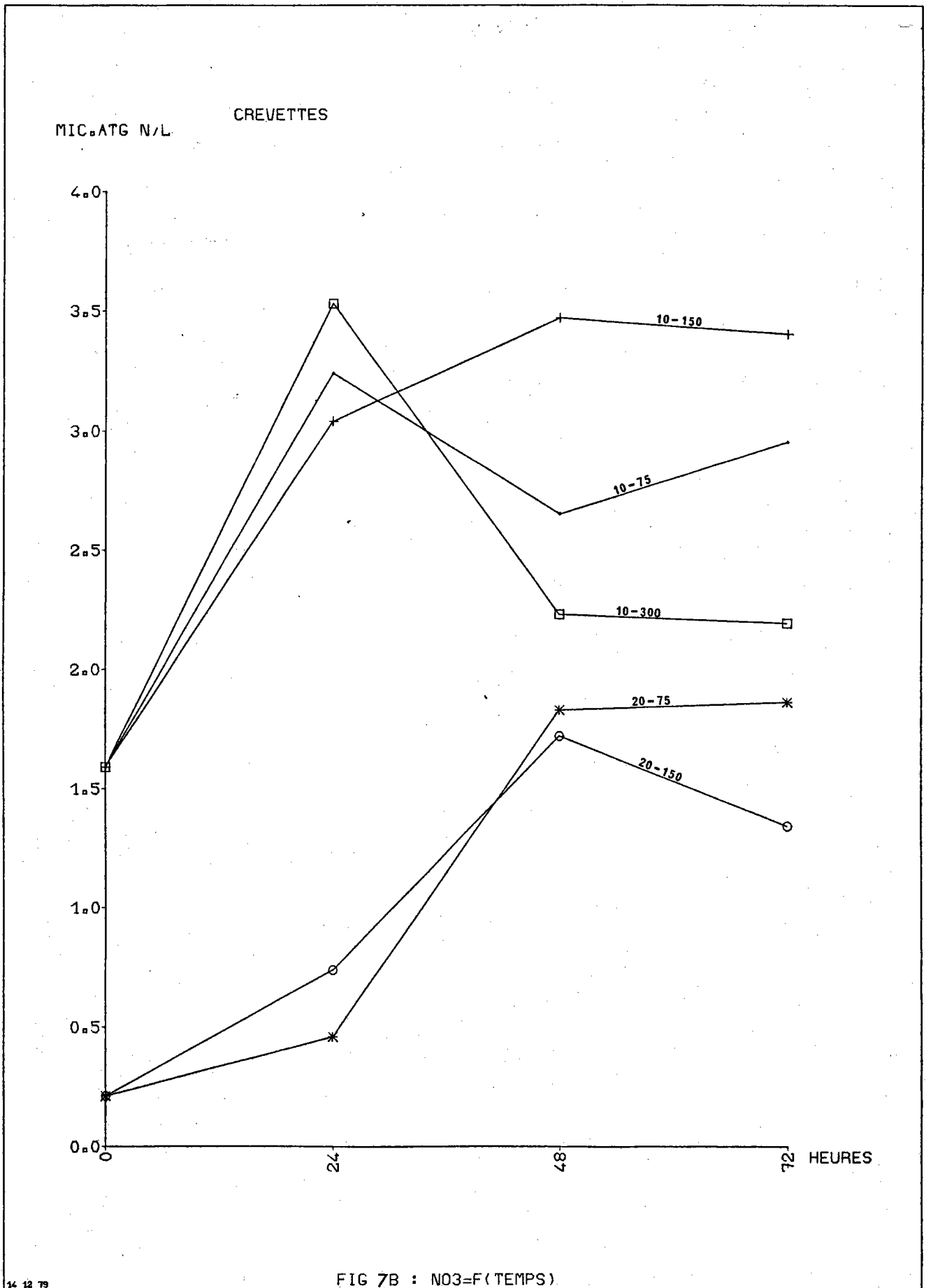












MIC.ATG N/L

GOBIES

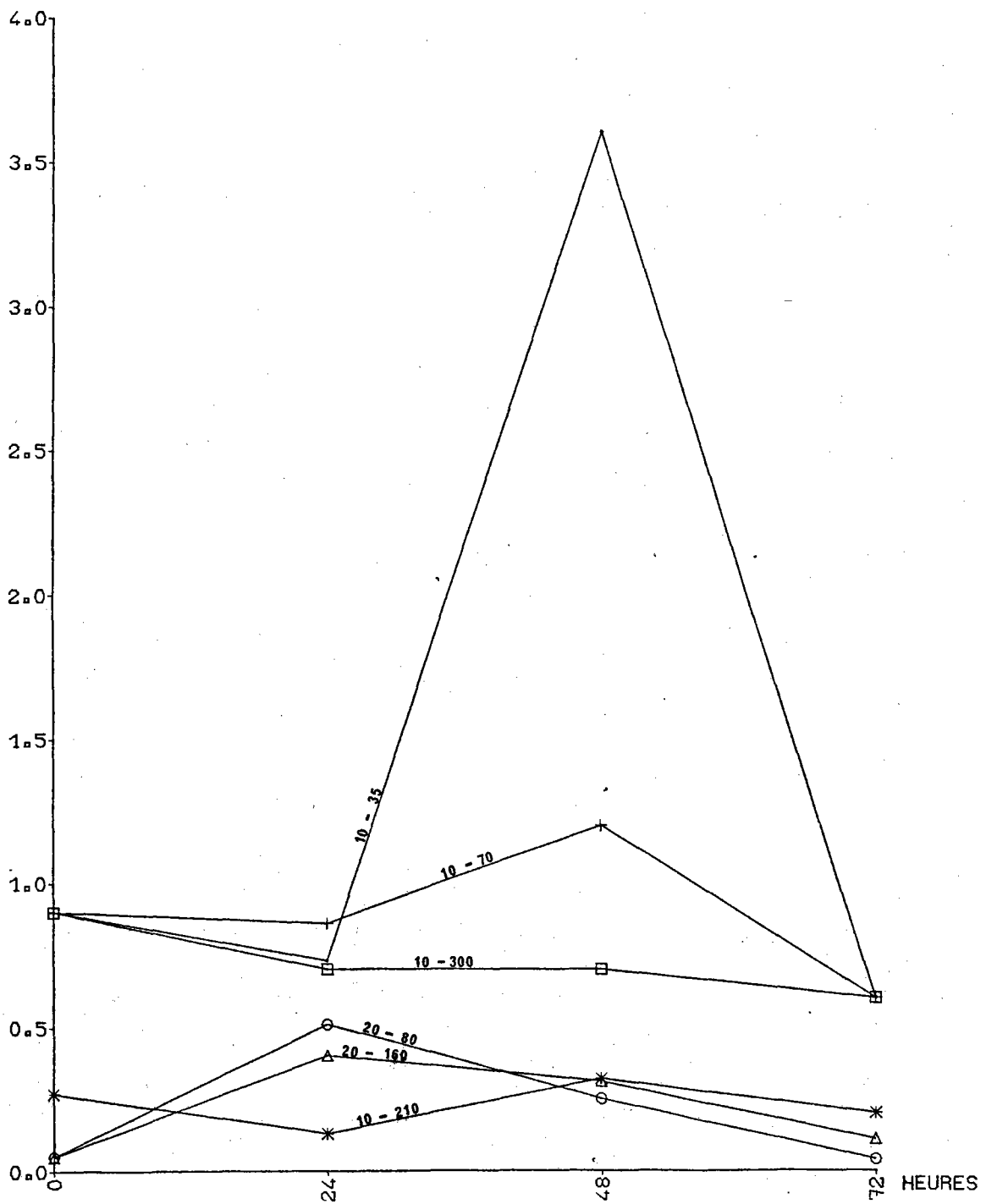


FIG 7C : NO3=F(TEMPS)

MIC. ATG N/L

MULETS

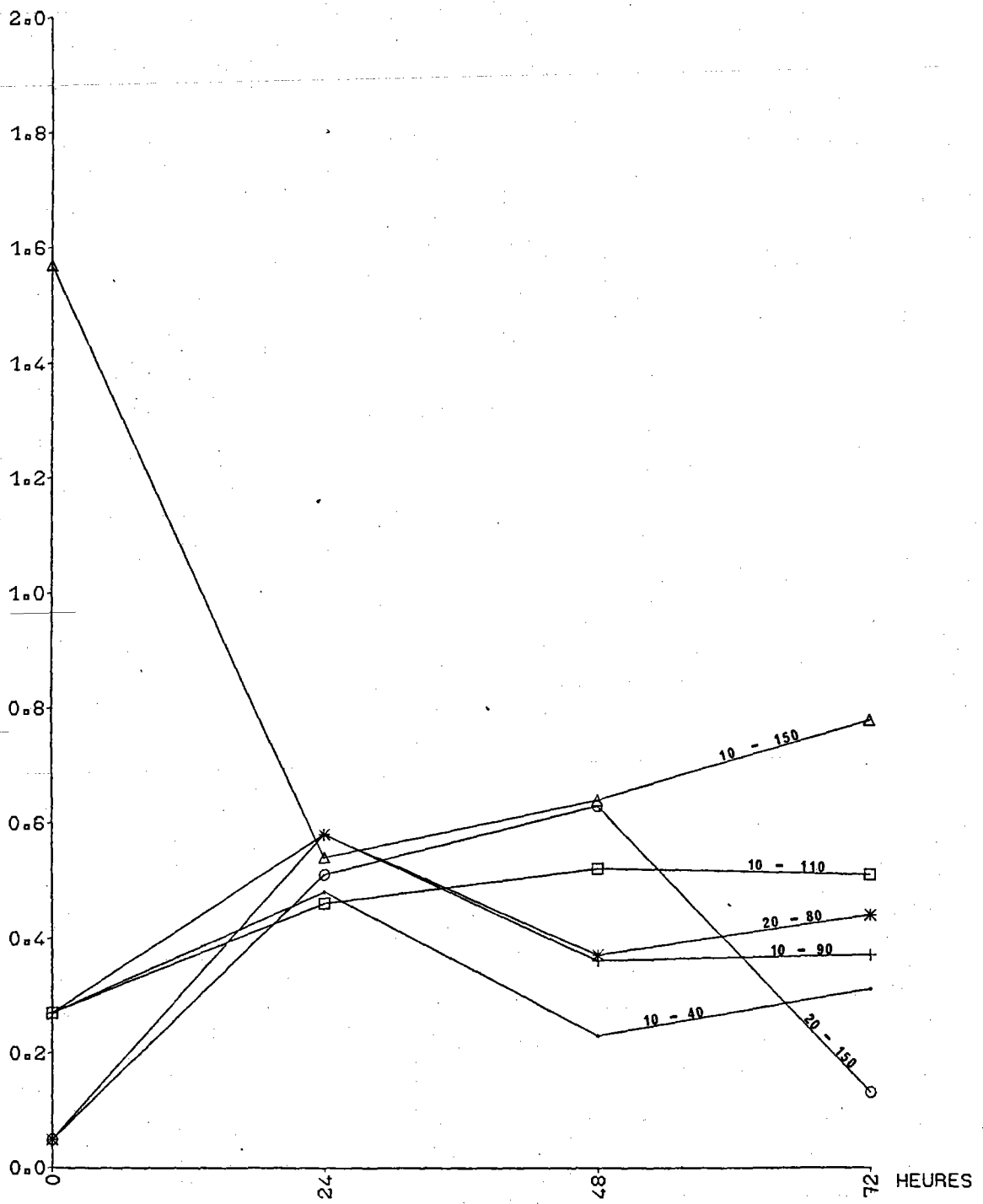
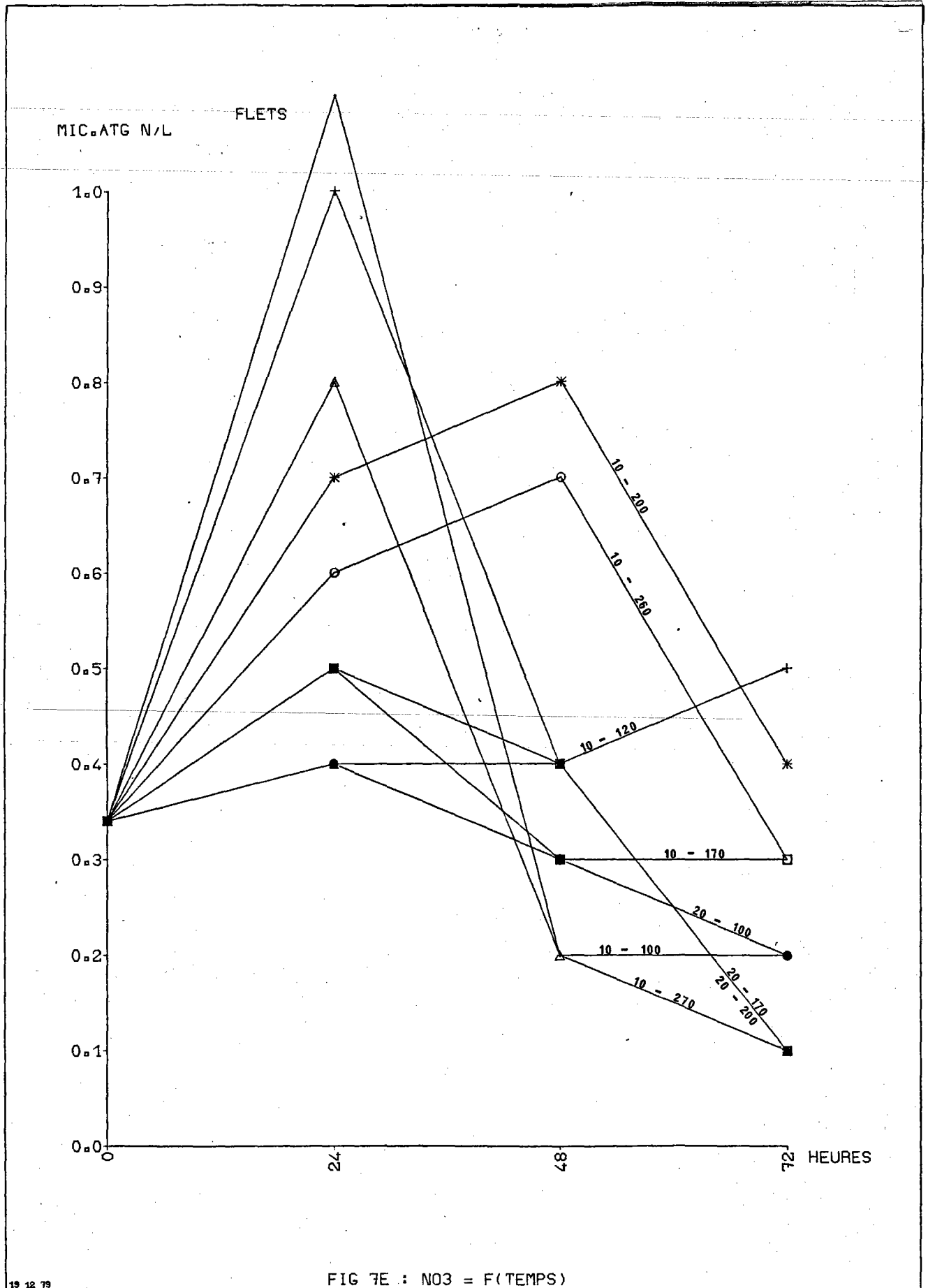


FIG 7D : N03 = F(TEMPS)



III - CONCLUSION

Cette étude a permis de définir les conditions de survie d'animaux marins dans des sacs en polyéthylène et de connaître les qualités ou défauts de la méthodologie proposée.

Le matériel remarquable par sa simplicité de mise en oeuvre, peu coûteux et peu encombrant, a donné satisfaction. Dans des conditions de température s'éloignant de notre fourchette d'étude (10 - 20° C) on peut aménager une isolation en doublant le carton par du polystyrène et/ou en introduisant des accumulateurs de froid pour éviter une montée en température.

Toutefois, il est recommandé de ne pas exposer ces caisses à une grande humidité car le carton perd de sa solidité, il faut aussi s'assurer de l'étanchéité des sacs en polyéthylène.

A l'aide de cette méthodologie les conditions optimales de transport sont réalisées quand on a respecté un compromis entre la charge (exprimée en poids de matière vivante par volume d'eau) et la durée de l'acheminement. Ce compromis dépend étroitement des espèces transportées. A titre d'exemple, nous avons tenté de mettre en évidence (tableau n° 6) pour chaque espèce étudiée le poids d'animaux le plus élevé correspondant à la durée maximum de transport.

./....

Espèces \ Temps en h.	24	48	72
<i>Artémies</i>	50	50 >C > 25	25
<i>Crevettes</i>	50 >C > 25	25	12,5
<i>Gobies</i>	C > 35	C > 35	35
<i>Mulets</i>	C > 26	C > 26	26
<i>Flets</i>	C > 45	C > 45	45

TABLEAU N° 6 : Charges (C) maxima, exprimées en g/l, transportables sans risque pour la durée de l'acheminement donnée.

Les paramètres qui semblent influencés le plus la survie des animaux sont le pH, les concentrations en ammoniacque et en oxygène dissous. Au terme du transport la mesure de ces paramètres permettra de juger de la qualité du milieu. Ainsi pour les espèces sur lesquelles nous avons travaillé et dans les mêmes conditions, nous pensons qu'au bout du troisième jour :

./...

- la teneur en ammoniaque ne doit pas dépasser 1 500 μ atg N/l ;
- le pourcentage de saturation en oxygène ne doit pas être inférieur à 40 ;
- le pH ne doit pas descendre au-dessous 6,5 à 6,4.

Ces valeurs estimées à partir de nos résultats ne sauraient être des limites absolues, car elles dépendent étroitement des individus et de leur préparation avant le transport. L'abaissement du pH et les teneurs relativement élevées de l'ammoniaque peuvent inquiéter mais nous avons montré que l'incidence de l'un était minimisée par la présence de l'autre. De plus, après l'expérimentation nous avons observé que les animaux retrouvaient un comportement et une activité parfaitement normaux au bout de quelques heures.

./.....

BIBLIOGRAPHIE

- ANONYME, 1958. - La conservation des homards vivants .-La Pêche Maritime , 966 , 1958, p. 565 à 568.
- ANONYME, 1957 . - Transport de truites, sandres et brochets adultes sous anesthésie dans la glace . - Bull. Français de pisciculture, 187 , p. 68 - 70.
- ARNOULT (J.) et SPILLMAN (J.), 1958. - Sur quelques techniques actuelles facilitant le confinement et le transport d'animaux aquatiques vivants . - Bull. du Museum - 2ème série XXX (4).
- BOWER (C.E.) et BIDWELL (J.P.), 1978. - Ionization of Ammonia in Seawater : Effects of temperature, pH and Salinity . J. Fish. Res. Board Can. 35, 1978.
- BUXTON (A.G.), 1960. - The transportation of fish from near and far - 1er Congrès international d'aquariologie - MONACO - vol. A p. 153 à 160.
- DE GRAAF (F.). - L'aquarium marin tropical .1er guide de l'aquariophilie marine. - Public Elsevier - Nature.
- GARNAUD (J.), 1960. - Nourriture et acclimatation des poissons de mer - 1er Congrès international d'aquariologie - MONACO - vol. A, p. 47 - 50.
- GIRIN (M.), 1979. - Méthodes de production des juvéniles, chez trois poissons marins, le bar, la sole et le turbot. - CNEXO, rapports scientifiques et techniques, n° 39, 1979.
- GUERON (A.M.J.), 1972. - Etude des techniques permettant le transport des animaux aquatiques vivants . - Thèse pour le doctorat/vétérinaire. ALFORT.
- GUIDICELLI (M.), 1971. - La langouste, sa biologie et sa pêche, le stockage de la langouste tropicale vivante, son conditionnement et son exportation. - Thèse d'Université, Bordeaux, 9 février 1971.
- JOHNSON (S.K.), 1979. - Transport of live fish - F.D.D.L. -F 14 - Fish disease diagnostic laboratory - Texas Agricultural Extension Service - Departement of Wildlife and Fisheries Sciences - The Texas A et M University System, College Station, TX 77 843.
- KNEPP et ARKIN (1972). - Cités dans : Aquacultural Engineering. Fredrick W. WHEATON (1972).
- LAMARQUE (P.), 1960. - Application de la pêche électrique à la récolte d'animaux pour aquariums. - 1er Congrès international d'aquariologie - MONACO - vol. D, p. 109 à 114.
- Mc FARLAND (W.N.) et KENNEYTH S. NORRIS (1951). - The control of pH by buffers in fish transport. - Marineland of the Pacific Biological Laboratory - n° 3 p. 291 à 308.
- MONFORT (A.). - Transport par avion de poissons tropicaux vivants. - Aquarium de l'Université de Liège.

PERCIER (A.), 1960,- L'approvisionnement d'un aquarium marin et les méthodes de pêche commerciale. - 1er Congrès international d'aquariologie MONACO - vol. A, p. 109 à 118.

PERCIER (A.), 1960. - Espèces marines recommandables en raison de leur résistance. - 1er Congrès international d'aquariologie - MONACO - vol. A, p. 1 à 6.

REEVE (M.R.), 1969. - Oxygen consumption and ammonia production. Laboratory culture of the prawn, p. 11 à 18.

ANNEXE

Espèce : Artemie, Artemia salina

Température d'étude : 10° C

Salinité de l'eau : 34‰

Paramètres	p H			O ₂ dissous % de saturation			D. C. O. mg O ₂ /l			NH ₃ + NH ₄ ⁺ µatg N/l			NO ₃ ⁻ µatg N/l			NO ₂ ⁻ µatg N/l			Observations
	8,15			-			13			3,1			1,57			0,29			
Valeurs initiales	8,15			-			13			3,1			1,57			0,29			
Temps (en heures)	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	
75 g	6,90	6,70	6,65	>100	>100	>100	24	30	33	310	460	600	0,58	1,04	0,39	0,35	0,35	0,42	
75 g	6,90	6,70	6,60	>100	>100	>100	37	34	38	380	600	760	2,39	1,21	0,22	0,40	0,30	0,36	
75 g	6,90	6,70	6,60	>100	>100	>100	20	22	32	380	630	650	0,51	0,64	0,61	0,30	0,29	0,32	
150 g	6,75	6,60	6,50	>100	>100	>100	53	60	56	670	800	1080	1,48	0,09	0,22	0,49	0,49	0,48	eau opalescente au bout de 72 h.
150 g	6,65	6,50	6,40	>100	>100	>100	31	40	41	580	760	1280	0,49	0,58	<0,01	0,32	0,35	0,37	
150 g	6,70	6,45	6,40	>100	>100	>100	33	44	46	500	1020	1410	0,80	0,43	0,26	0,36	0,38	0,44	
300 g	6,55	6,45	6,35	>100	>100	71	44,8	47,2	68,0	1050	1350	2000	0,67	<0,01	0,24	0,49	0,78	0,80	mortalité d'environ 50 % au bout de 72 h.
300 g	6,50	6,40	6,30	>100	>100	70	43,2	55,6	84,0	1080	1690	2320	0,01	<0,01	<0,01	0,47	0,70	0,88	
300 g	6,40	6,30	6,30	>100	88	38	43,2	49,2	60,8	1020	1720	1980	0,04	<0,01	1,60	0,54	0,72	0,95	

Espèce : Artemie, Artemia salina

Température d'étude : 20° C

Salinité de l'eau : 34,3 ‰

Paramètres	p H			O ₂ dissous % de saturation			D. C. O. mg O ₂ /l			NH ₃ + NH ₄ ⁺ µatg N/l			NO ₃ ⁻ µatg N/l			NO ₂ ⁻ µatg N/l				
	valeurs initiales			-			25			2,3			0,21			0,09				
Temps (en heures)	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72		
c h a r g e p a r s a c	75 g	6,70	6,60	6,60	>100	>100	>100	25	14	17	430	350	580	1,40	6,65	1,99	0,35	0,26	0,28	
	75 g	6,80	6,70	6,65	>100	>100	>100	13	10	17	400	500	680	0,52	1,80	1,90	0,30	0,26	0,27	
	75 g	6,80	6,70	6,60	>100	>100	>100	141	12	155	380	580	590	0,25	0,67	1,09	0,27	0,26	0,29	
	150 g	6,50	6,45	6,40	>100	>100	>100	24	180	34	660	840	990	0,48	0,88	0,90	0,45	0,46	0,48	
	150 g	6,65	6,65	6,40	>100	>100	>100	40	173	28	660	870	940	1,15	0,37	0,97	0,60	0,45	0,51	
150 g	6,55	6,50	6,40	>100	>100	>100	30	169	34	720	1020	1080	0,73	1,48	0,92	0,51	0,50	0,56		

Espèce : Gobie, Pomatoschistus minutus

Température de l'eau : 10° C

Salinité de l'eau : 36,3 ‰

Paramètres	p H			O ₂ dissous % de saturation			D. C. O. mg O ₂ /l			NH ₃ + NH ₄ ⁻ µatg N/l			NO ₃ ⁻ µatg N/l			NO ₂ ⁻ µatg N/l			Nombre de poissons	
Valeurs initiales	8,40			-			23			11,6			0,9			0,27				
Temps (en heures)	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72		
Charge par sac	35 g	7,90	7,75	7,45	>100	>100	>100	12	14	14	88	88	112	0,8	7,5	0,7	0,15	0,16	0,15	1
	35 g	7,90	7,70	7,45	>100	>100	>100	13	13	14	63	68	76	0,7	1,6	0,7	0,17	0,17	0,16	1
	35 g	7,95	7,75	7,50	>100	>100	>100	15	10	14	70	78	82	0,7	1,6	0,4	0,16	0,15	0,14	1
	70 g	7,70	7,30	7,10	>100	>100	>100	15	16	14	93	139	148	0,5	2,5	0,6	0,20	0,17	0,17	2
	70 g	7,60	7,30	7,10	>100	>100	>100	11	13	13	126	135	130	2,0	0,6	0,7	0,19	0,19	0,19	2
	70 g	7,10	7,10	6,70	>100	>100	>100	25	23	22	192	294	315	0,6	0,5	0,5	0,25	0,30	0,35	2
	140 g	7,10	6,90	6,70	>100	>100	>100	14	15	13	206	299	315	1,1	0,9	0,6	0,27	0,28	0,27	4
	140 g	7,00	6,90	6,60	>100	>100	>100	14	16	21	159	315	315	0,3	0,5	0,5	0,28	0,31	0,37	4
Valeurs initiales	8,30			-			12,4			4,3			0,3			0,56				
210 g	6,90	6,65	6,50	>100	>100	>100	17	22	30	188	200	472	0,3	0,3	0,2	0,78	0,82	0,95	6	
210 g	7,10	6,65	6,50	>100	>100	>100	18	22	19	200	228	320	<0,01	<0,01	<0,01	1,92	2,40	2,86	6	

Espèce : gobie ; Pomatoschistus minutus

Température d'étude : 20° C

Salinité de l'eau : 34,3 ‰

Paramètres	p H			O ₂ dissous % de saturation			D. C. O. mg O ₂ /l			NH ₃ + NH ₄ ⁺ µatg N/l			NO ₃ ⁻ µatg N/l			NO ₂ ⁻ µatg N/l			Nombre de poissons		
	valeurs initiales			-			13			1,7			0,05			0,07					
Temps (en heures)	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72
charge par sac	75 g	7,40	7,00	7,00	>100	>100	>100	14	12	11	60	140	250	0,43	0,39	0,11	0,15	0,18	0,24	2	
	90 g	7,15	6,80	6,80	>100	>100	>100	16	18	30	140	300	460	0,43	0,16	<0,01	0,22	0,31	0,37	2	
	80 g	7,47	7,00	6,80	>100	>100	>100	11	14	15	90	170	220	0,66	0,20	<0,01	0,14	0,15	0,23	2	
	170 g	7,05	6,70	6,70	>100	>100	68	16	14	14	220	380	580	0,40	0,32	0,07	0,18	0,26	0,28	4	
	155 g	7,00	6,75	6,70	>100	>100	>100	11	15	20	70	300	430	0,40	0,47	0,14	0,18	0,23	0,33	4	
	160 g	7,10	6,95	6,70	>100	>100	>100	14	14	20	200	300	400	0,38	0,14	0,22	0,19	0,21	0,25	4	

Espèce : Mulet, Mugil sp.

Température d'étude : 10° C

Salinité de l'eau : 36,9 ‰

Paramètres	P H			O ₂ dissous % de saturation			D. C. O. mg O ₂ /l			NH ₃ + NH ₄ ⁺ µatg N/l			NO ₃ ⁻ µatg N/l			NO ₂ ⁻ µatg N/l			Nombre de poissons		
	valeurs initiales			-			12			4,3			0,27			0,56					
Temps (en heures)	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72
charge par sac	50 g	7,20	6,90	6,85	>100	>100	>100	21	12	11	64	98	140	0,44	0,01	0,20	0,18	0,20	0,22	1	
	35 g	7,50	7,00	6,95	>100	>100	>100	132	14	14	72	75	96	0,57	0,25	0,22	0,16	0,17	0,20	1	
	40 g	7,30	7,00	6,95	>100	>100	>100	16	18	16	53	70	115	0,45	0,42	0,50	0,17	0,20	0,23	1	
	80 g	7,00	6,70	6,60	>100	>100	>100	15	17	17	91	158	220	0,73	0,41	0,40	0,20	0,32	0,43	3	
	90 g	7,00	6,70	6,65	>100	>100	>100	14	18	18	152	212	244	0,57	0,35	0,43	0,26	0,27	0,30	3	
	100 g	7,00	6,70	6,60	>100	>100	>100	19	19	21	156	250	334	0,45	0,31	0,27	0,28	0,31	0,35	3	
	110 g	6,95	6,60	6,50	>100	>100	>100	18	19	19	179	250	384	0,34	0,46	0,05	0,91	1,20	1,51	5	
	95 g	7,05	6,70	6,60	>100	>100	>100	16	16	17	176	250	340	0,44	0,72	0,54	0,29	0,32	0,39	5	
	130 g	6,80	6,45	6,40	>100	>100	>100	21	19	24	246	380	352	0,59	0,37	0,42	0,34	0,36	0,41	5	
Valeurs initiales	8,15			-			13			3,1			1,57			0,29					
150 g	6,85	6,65	6,55	>100	>100	>100	21	23	21	180	300	470	0,47	0,65	0,57	0,46	0,39	0,47	5		
150 g	6,65	6,50	6,50	>100	>100	>100	23	23	21	175	220	400	0,41	0,64	1,21	0,87	1,10	1,34	6		
150 g	6,60	6,60	6,45	>100	>100	>100	20	25	23	187	330	460	0,74	0,62	0,55	0,54	0,54	0,61	6		

Espèce : Mulet, Mugil sp.

Température d'étude : 20° C

Salinité de l'eau : 34,3 ‰

Paramètres	p H			O ₂ dissous % de saturation			D. C. O. mg O ₂ /l			NH ₃ + NH ₄ ⁺ µatg N/l			NO ₃ ⁻ µatg N/l			NO ₂ ⁻ µatg N/l			Nombre de poissons		
	valeurs initiales	8,50			-			13			1,7			0,05			0,07				
Temps (en heures)	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72			
charge par sac	85 g	7,00	6,70	6,65	>100	>100	>100	19	19	22	120	270	350	0,70	0,23	0,70	0,35	0,70	1,04	3	
	85 g	6,95	6,70	6,50	>100	>100	>100	19	19	30	170	270	380	0,44	0,31	0,28	0,26	0,50	0,73	2	
	75 g	7,2	6,85	6,70	>100	>100	>100	18	18	21	140	250	380	0,59	0,56	0,35	0,34	0,72	1,16	2	
	145 g	6,85	6,65	6,45	>100	>100	>100	23	26	23	220	400	630	0,66	0,46	0,01	0,74	1,40	2,06	5	
	160 g	6,90	6,55	6,50	>100	>100	>100	22	22	26	270	660	930	0,44	0,36	0,37	0,84	1,62	2,40	6	
	160 g	6,80	6,50	6,50	>100	>100	>100	24	23	26	270	600	930	0,42	1,08	0,01	0,63	1,13	2,08	6	

Espèce : Flet, Platichthys flesus

Température d'étude : 10° C

Salinité de l'eau : 33 ‰

Paramètres	p H			O ₂ dissous % de saturation			D. C. O. mg O ₂ /l			NH ₃ + NH ₄ ⁺ µatg N/l			NO ₃ ⁻ µatg N/l			NO ₂ ⁻ µatg N/l			Nombre de poissons		
	8,20			-			11			5,0			0,34			0,01					
Temps (en heures)	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72
Poids des poissons	100 g	7,05	6,90	6,80	>100	>100	>100	16	30	26	120	140	220	1,09	0,20	0,19	0,09	0,27	0,28	1	
	120 g	7,10	6,90	6,75	>100	>100	>100	15	13	16	140	230	300	0,97	0,38	0,49	0,33	0,45	0,45	1	
	170 g	6,90	6,80	6,60	>100	>100	>100	18	22	24	140	300	350	0,50	0,26	0,26	0,21	0,33	0,33	1	
	200 g	7,05	6,70	6,50	>100	>100	>100	17	20	26	200	360	400	0,67	0,81	0,32	0,27	0,37	0,39	2	
	260 g	6,85	6,60	6,35	>100	>100	>100	12	25	32	250	520	480	0,59	0,66	0,34	0,35	0,40	0,37	2	
	270 g	6,90	6,70	6,50	>100	>100	>100	28	30	28	200	430	430	0,78	0,14	0,05	0,28	0,45	0,42	2	
TEMPERATURE D'ETUDE 20° C																					
Poids des poissons	170 g	7,10	6,80	6,70	>100	>100	>100	20	23	32	230	430	440	0,43	0,36	0,09	0,27	0,47	0,50	1	
	100 g	7,40	7,05	7,05	>100	>100	>100	15	18	22	120	250	300	0,38	0,27	0,21	0,09	0,20	0,26	1	
	200 g	7,10	6,80	6,65	>100	>100	>100	18	19	95	180	380	480	0,45	0,37	0,01	0,26	0,34	0,34	1	

