

RESULTATS DE LA MISSION TIK 015
(DÉCEMBRE 85)

- CHIMIE, BIOMASSE ET PRODUCTION
DES SÉDIMENTS.

OFFICE DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

ET TECHNIQUE OUTRE-MER

Centre ORSTOM de TAHITI

Archives d'Océanographie



P O L Y N E S I E F R A N C A I S E

Centre O.R.S.T.O.M. de TAHITI

Archives d'Océanographie

N° 86/11

RESULTATS DE LA MISSION TIK 015
(DÉCEMBRE 85)

- CHIMIE, BIOMASSE ET PRODUCTION
DES SÉDIMENTS.

Par

Claude CHARPY-ROUBAUD

Loïc CHARPY

Henri ARNAUDIN

INTRODUCTION

La mission TIK 015 s'est déroulée du 15/12/85 au 22/12/85.

Effectuée dans le cadre de l'opération PROBAT, ses objectifs étaient:

- chimie des eaux interstitielles des sédiments
- biomasse et production des microphytes

Les stations prospectées et les paramètres étudiés apparaissent dans les Figures de 1 et 2 et dans le tableau 1.

Tableau 1 : Positions des stations prospectées et paramètres étudiés durant le mois de décembre 1985.

Secteur	Localisation	Z (m)	Station	Biomasse	H ₂ O _{int.}	Prod. primaire
A	Motu Mauu					
	- sous le vent	11	A ₁	+	+	+
	- sous le vent	18	A ₂	+	+	+
	- au vent	17	A ₃	+		
B	Hoa	3	B ₁	+	+	
		11	B ₂	+	+	
C	Passe	8	C ₁	+		+
		12	C ₂	+		
D	Radiale Motu Mauu/ Village	19	D ₁	+	+	
		20	D ₂	+	+	
		18	D ₃	+	+	
E	Plage devant Village	0,6	E ₁	+	+	
		6	E ₃	+	+	+
F	Radiale Motu Mauu/ cuvette centrale	18	F ₁	+	+	
		29	F ₂	+	+	
		35	F ₃	+	+	
G	Faofaa	19	G ₁			+

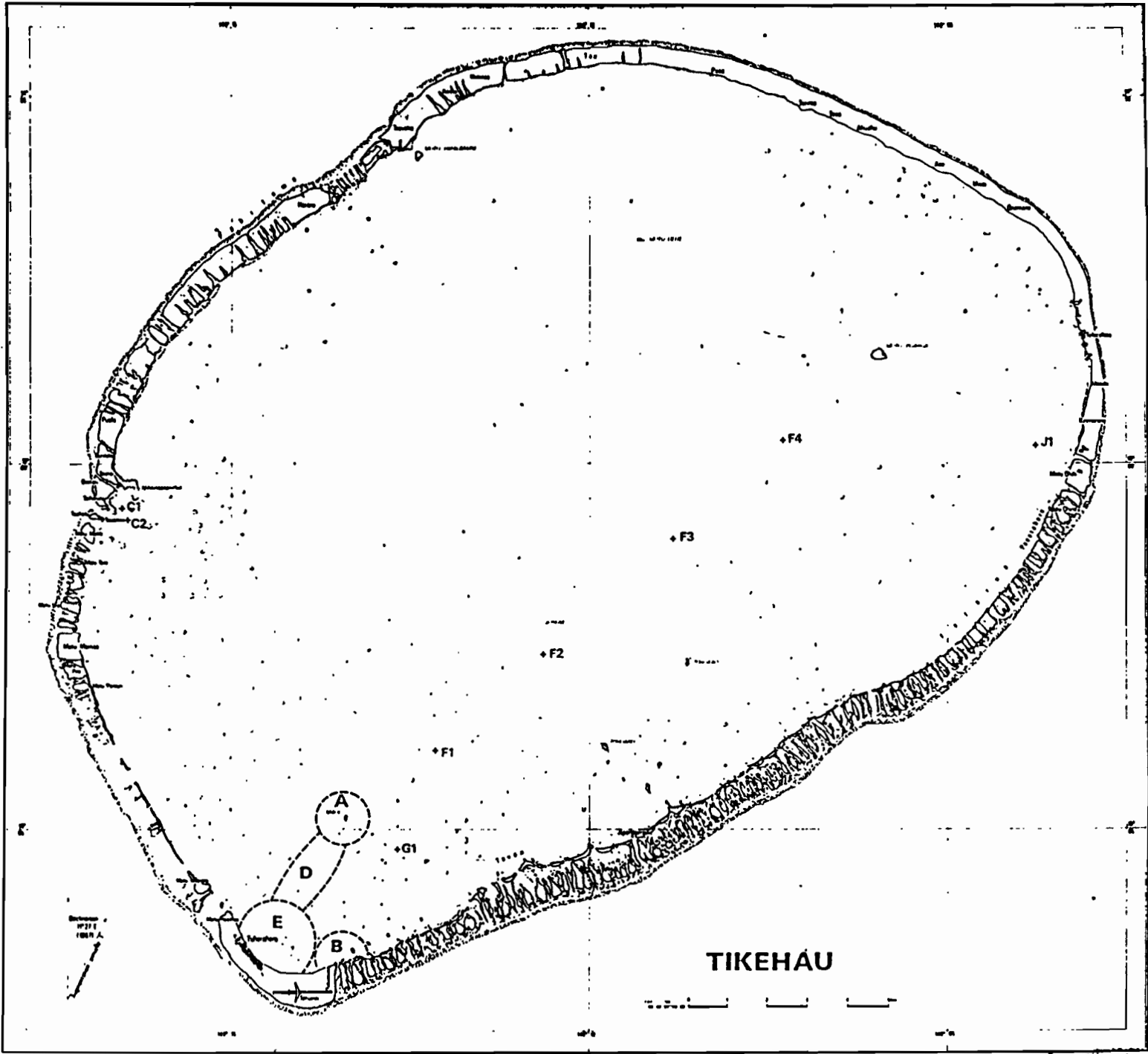
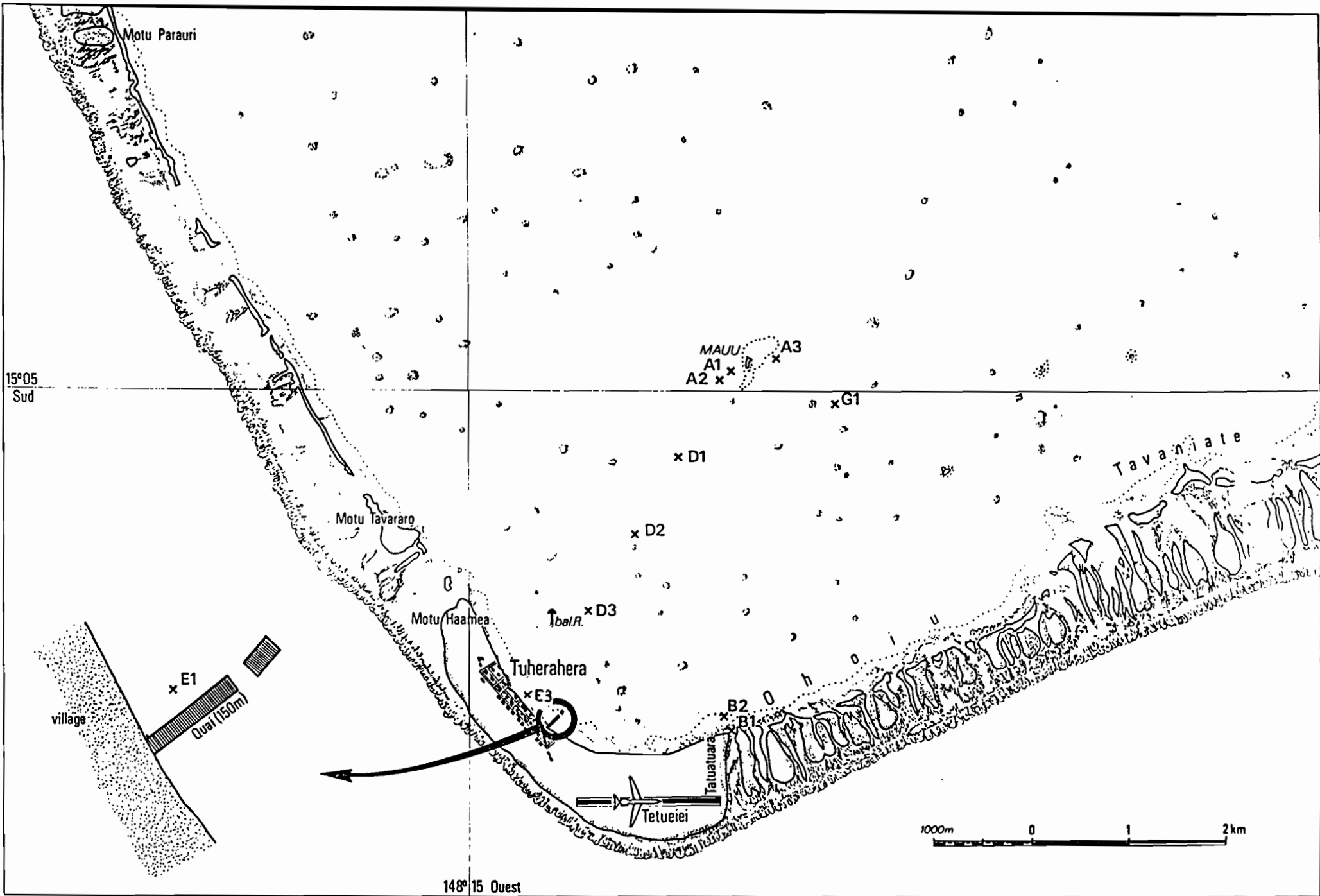


Fig. 1 : Position des secteurs étudiés en décembre 1985

Figure 2 : positions des stations prospectées



MATERIEL ET METHODES

1. Récolte du sédiment: prélèvements et échantillonnage

Les prélèvements ont été effectués en scaphandre autonome ou à pied selon la profondeur des sédiments étudiés.

1.1. Biomasse

Les prélèvements destinés à l'étude de la biomasse (pigments et ATP) ont été obtenus à l'aide de carottiers. Des tubes de plexiglass de deux diamètres différents (2,1 cm et 2,7 cm) et d'une longueur de 25 cm ont été utilisés, suivant le protocole décrit par PLANTE- CUNY (1984). Sitôt le prélèvement terminé, le carottier est placé dans un porte carottiers où il est maintenu verticalement jusqu'à sa remontée à bord.

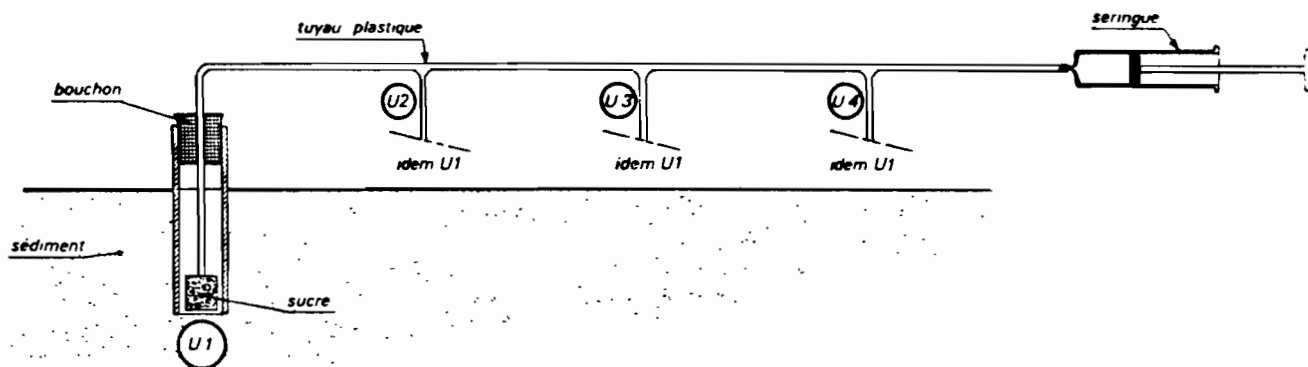
L'échantillonnage a été effectué, pour chaque station, dès la remontée à bord des carottiers et suivant le protocole décrit par PLANTE CUNY (1984) : un piston permet de faire remonter la carotte de sédiment jusqu'à la faire affleurer au bord d'un anneau gabarit; l'échantillon est obtenu en déplaçant latéralement cet anneau. Deux hauteurs de gabarit ont été utilisées: 0,5 cm et 1 cm. Les échantillons sont transférés directement des carottiers dans des piluliers ou des tubes prépesés qui sont alors placés dans une glacière. Dans le cas de l'étude des sédiments sur une profondeur de plusieurs centimètres, les tranches successives sont obtenues et traitées de la même façon.

1.2. Production primaire

En ce qui concerne les prélèvements destinés à l'étude de la production des microphytes par des mesures du taux d'incorporation de carbone ou par celle de bilans d'O₂, mesurés dans des bouteilles BOD, ils ont été obtenus par écrémage du sédiment, réalisé à l'aide d'une pelle de 5 cm de bord d'attaque.

1.3. Chimie des eaux interstitielles

Les prélèvements d'eau interstitielle ont été réalisés par aspiration, à l'aide du dispositif schématisé figure 3.



Orgues Charpiennes

Fig. 3 : Dispositif de prélèvement des eaux interstitielles.

Le transvasement de l'eau des seringues dans des bouteilles a été fait dès la remontée à bord et les récipients étaient alors placés dans une glacière jusqu'à leur traitement au laboratoire de Tikehau.

2. Extraction et dosage des paramètres destinés à l'étude de la biomasse.

2.1. Pigments photosynthétiques

L'extraction a été pratiquée en pièce climatisée, sur la totalité de l'échantillon et dès le retour au laboratoire de Tikehau, soit sur le sédiment frais. Les échantillons ont été fortement agités, après addition du solvant et au moins 1 fois en cours d'extraction. Le solvant utilisé est de l'acétone à 90%, ajouté en quantité connue, généralement 15 ml. L'extraction durait entre 18 h et 24 h.

Le surnageant des échantillons sédimentés est ensuite filtré sur filtre GFC. Les piluliers sont placés à l'étuve, à 70°C, jusqu'au séchage complet du sédiment qu'ils contiennent. Le poids de sédiment sur lequel l'extraction a été faite est obtenu avec une précision de l'ordre de 0,5 milligramme.

Le dosage des pigments a été effectué, parallèlement, suivant deux méthodes.

1. Par mesures spectrophotométriques

Deux spectrophotomètres ont été utilisés successivement : un CONSTANT 320 et un JOBIN et YVON. Les mesures ont été faites avec, respectivement, des cuves de 5 cm et 4 cm de trajet optique. Les densités optiques retenues étaient : 750 - 665 - 645 - 630 et 480 nm, pour estimer la turbidité et doser la chlorophylle a totale, les chlorophylles b et c et les caroténoïdes. Les formules employées sont dérivées de celles de PARSONS et al (1984).

2. Par mesures fluorométriques

Un fluorimètre TURNER 111 a été utilisé pour mesurer les teneurs des sédiments en chlorophylle a active et, après acidification par Hcl 0,10 N, en phéopigments.

Les formules employées sont dérivées de celles de YENTSCH et MENZEL (1963).

2.2. A.T.P.

L'extraction a été pratiquée sur la totalité de l'échantillon et dès le retour au laboratoire de Tikehau, ce qui peut être considéré comme "immédiatement" après leur prélèvement

La méthode utilisée est celle de BANCROFT et al. (1976).

Le protocole utilisé est le suivant :

- 10 ml de NaHCO_3 (0,1 M - pH = 7,5) bouillant sont ajoutés à l'échantillon. L'extraction se poursuit à 100°C pendant 1 mn, agitation intermittente au vortex incluse. Le tube est ensuite bouché et congelé jusqu'à son traitement, par centrifugation au laboratoire de Tahiti.

- 5 ml d'extrait décongelé sont centrifugés pendant 10 mn à 8000 rpm.

- 2 ml de surnageant sont mélangés avec 3 ml de Tris (0,1 M - pH 7,8),

- Le dosage est alors immédiatement effectué : "200 μ l de ce mélange + 50 μ l de Tris (0,02 M - pH = 7,85)" sont mis en présence de 250 μ l de luciférine - luciférase (SIGMA FLE 50) dans un luminomètre LKB équipé d'un injecteur automatique. L'émission lumineuse est intégrée pendant 10 s. à partir de l'injection de FLE 50. Le même processus est répété en remplaçant les 50 μ l de Tris par 50 μ l d'une solution contenant 2 ng d'ATP (SIGMA) dans du Tris. Un blanc de réactif est effectué afin de pouvoir tenir compte de la quantité d'ATP contenue dans la solution de FLE 50.

La formule permettant de calculer la concentration en A.T.P. contenue dans l'extrait est :

$$\text{A.T.P. (ng/ml)} = \frac{B}{IS - I} \times (I - B)$$

où I = intégration "échantillon + 50 μ l TRIS"

Is = intégration "échantillon + 2 ng A.T.P."

B = intégration "250 μ l (TRIS + Na HCO₃)".

La quantité d'A.T.P. (en ng) présente dans le sédiment échantillonné est obtenue par :

$$\text{A.T.P. (ng)} = \frac{B}{IS - I} (I - B) \times \frac{V1 + V2 \times V3}{V2}$$

où V1 : volume de TRIS 0,1 M ajouté (ml)

V2 : volume d'extrait de NaHCO₃ mélangé à V1 de TRIS (ml)

V3 : volume de NaHCO₃ utilisé par l'extraction (ml)

Appliqués à la présente étude où les volumes utilisés sont respectivement égaux à 3, 2 et 10, on a :

$$\text{A.T.P. (ng)} = 200 \times \frac{(I - B)}{(IS - I)}$$

Les teneurs du sédiment en A.T.P. sont alors exprimées soit en μ g/g soit en μ g/cm³.

3. Expression des résultats

3.1. Pigments photosynthétiques

Ils sont exprimés en $\mu\text{g. cm}^{-3}$, $\mu\text{g. g}^{-1}$ et en mg.m^{-2} .

Pour obtenir des teneurs de sédiment en pigments dans cette unité (mg.m^{-2}), la répartition des pigments est considérée au sein d'une tranche étudiée (0.5 cm ou 1 cm), et ce pour chaque niveau. Une épaisseur de sédiment dite de référence (H_0 (cm)) est définie et les résultats seront donc en mg de pigments par m^2 et pour une épaisseur H_0 :

$$\text{Pigments (mg/m}^2\text{)} = \frac{y \times 10^{-3}}{s \times 10^{-4}} = \frac{y}{s} \times 10$$

où y = μg de pigment dans l'extrait acétonique
 s = surface de l'ouverture du carottier (cm^2)

Si le gabarit utilisé à une hauteur H différente de H_0 , un facteur correctif (H_0/H) doit être appliqué.

$$\text{Finalement : Pigment (mg/m}^2\text{)} = \frac{y}{s} \times 10 \times \frac{H_0}{H}$$

La concentration en phéopigments est obtenue par une équation similaire :

$$\text{Phéopigment (mg/m}^2\text{)} = \frac{y'}{s} \times 10 \times \frac{H_0}{H}$$

avec y' = μg de phéopigment dans l'extrait acétonique.

J'appliquerai aux données obtenues, une standardisation de H_0 égale à 0,5 cm.

3.2. A.T.P.

Les résultats d'ATP sont exprimés en $\mu\text{g.g}^{-1}$ de sédiment sec ou en mg.cm^{-3}

4 Estimation de la production primaire

Deux méthodes ont été utilisées, à savoir les mesures du taux d'incorporation de carbone et les bilans d'oxygène.

Les résultats d'expériences d'incubation d'eau prélevée juste au-dessus des sédiments ayant montré que, à ce niveau, la production primaire planctonique peut être considérée comme négligeable; elle n'a donc pas été déduite des productions observées.

4.1. Par mesure du taux d'incorporation de carbone

La méthode d'incubation utilisée est une adaptation de celle de ROMAGNOUX (1979). Le sédiment est placé dans des récepteurs de 1 cm de hauteur et de $4,5 \text{ cm}^2$ de surface. Ces récepteurs sont placés dans des incubateurs de 104 cm^2 et surface, hermétiquement fermés ensuite; les incubations se font in situ. Un des incubateurs est noir, deux sont clairs. Un des clairs contient deux récepteurs avec sédiment (Fig. 4, A); dans l'autre le sédiment de la contenance d'un récepteur a été éparpillé sur toute la surface (Fig. 4, B), de manière à estimer la production optimale.

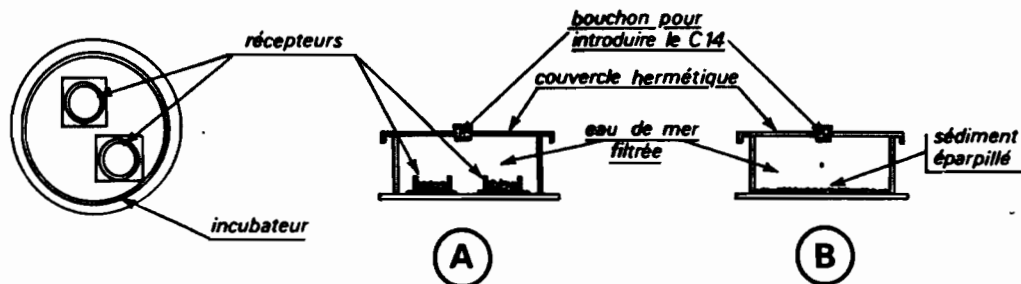


FIG. 4 ; Système d'incubation

1 ml de ^{14}C a été introduit in situ dans les incubateurs. En fin d'incubation, le sédiment, filtré sur 0,45 μ , est réparti dans plusieurs fioles à scintillation. Après ajout d'aquasol II, le comptage des cpm a été obtenu par "scintillation liquide"; les dpm sont calculés à partir des cpm et de l'efficacité du comptage, ce dernier étant estimé à partir de rapport des canaux et d'une courbe de "quenching".

L'estimation du taux d'incorporation de carbone dans le sédiment (I.C. Sed.) de chaque échantillon est obtenu en sommant les dpm relatives à chaque incubation. L'équation utilisée est:

$$\text{I.C.Sed} = \frac{{}^{14}\text{C}_i}{{}^{14}\text{C}_a} \times {}^{12}\text{C}_d \times \frac{1}{S} \times \frac{1}{\Delta t}$$

$${}^{14}\text{C}_i = {}^{14}\text{C} \text{ incorporé (dpm)}$$

$${}^{14}\text{C}_a = {}^{14}\text{C} \text{ ajouté (dpm)} ; \mu\text{C} \Leftrightarrow 10.000 \text{ dpm}$$

$${}^{12}\text{C}_d = {}^{12}\text{C} \text{ disponible (mg.C)} = 23 \times 10^{-3} \times V$$

$$V = 830 \text{ ml}$$

$$S = \text{Surface du recepneur (} 104 \cdot 10^{-4} \text{ m}^2 \text{)} \text{ ou incubateur (} 4,5 \cdot 10^{-4} \text{ m}^2 \text{)}$$

4.2. Par mesure des bilans d'Oxygène

La méthode consiste à retourner des cloches claires et sombres sur les sédiments et à mesurer la teneur en O₂ de l'eau ainsi incubée, et ce généralement à l'aide d'une sonde YSI. Cependant les incubateurs utilisés ont été soit des cloches soit des bouteilles BOD dans lesquelles 0,5 cm de sédiment était placé.

Les cloches disponibles en décembre étaient au nombre de quatre, avec pour caractéristiques une surface de 104 cm², un diamètre de 11,5 cm et un volume d'eau au dessus du sédiment variant entre 0,5 et 0,8 litre.. Une expérience a montré (Tableau 2) que les résultats obtenus en utilisant comme incubateurs les cloches et les BOD, remplies avec du sédiment superficiel, sur une hauteur de 0,5 cm, étaient du même ordre de grandeur.

Tableau 2 : Production microphytobentique estimée à partir des teneurs en oxygène mesurées dans des cloches et dans des bouteilles B.O.D. Comparaison.

Cloches claires	B.O.D. claires	
459.8	593.3 408.7	m = 501,5
146.9	216.6 173.3 216.6 219.8 157.1	m = 196,68
528.7	603.5 509.7	m = 556,6
463.9	438.5 480.3 399.8	m = 439,5

Les bilans d'O₂ ont alors été calculés à partir des incubations faites dans les cloches pour toutes les stations de profondeur < 12 m, le cable de la sonde mesurant 15 m, et dans des bouteilles B.O.D. pour les autres stations.

Un joint conique en caoutchouc, adapté à la cellule de la sonde, réduit au maximum les échanges eau incubée - eau extérieure lors des manipulations pour effectuer la mesure d'O₂ (Fig. 5).

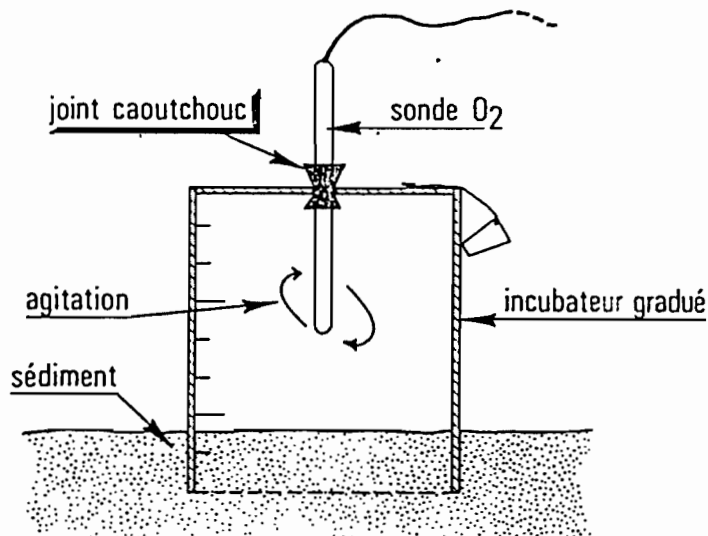


Fig. 5 : Schéma d'un incubateur "cloche" et du système de mesure d'O₂ à l'aide de la sonde YSI.

5. Energie lumineuse

L'énergie lumineuse incidente a été mesurée à l'aide d'un solarimètre LICOR dont la période d'intégration était de 15 mn. Le pourcentage d'énergie arrivant au niveau des incubations a été obtenu à l'aide d'un quantummètre LICOR équipé d'une cellule sphérique. Les deux cellules sont sensibles aux radiations utilisables pour la chlorophylle.

RESULTATS

1. Caractéristiques des eaux interstitielles

1.1. Chimie des eaux.

Les résultats sont consignés dans le Tableau 3.

Tableau 3 : Caractéristiques des eaux du lagon et interstitielles en décembre 1985.

Date	Stat.	NO ₂	NO ₃	PO ₄	SiO ₂	NOD	POD	pH	
16/12/85	A2	0,08	0,83	1,53	10,95	27,0	3,41	8,039	
	Interst.	D1	0,08	0,04	0,32	2,46	29,0	1,69	8,337
		D2	0,05	0,10	0,43	2,28	23,5	1,34	8,000
		D3	0,04	0,08	0,45	2,14	15,5	0,79	8,000
		E1	0,06	0,10	0,78	2,05	29,1	1,56	8,143
		Lagon	0,03	0,24	0,28	1,53	11,8	0,15	8,251
17/12/85	Interst.	A1	0,06	0,14	1,55	4,43	16,8	3,03	7,968
		A2	0,04	0,11	1,08	8,88	18,6	2,01	7,970
		A3	0,09	0,01	2,26	5,80	24,2	0,44	7,994
		B1	0,05	0,01	1,51	3,81	21,8	6,08	8,022
		B2	0,06	0,01	1,34	6,12	20,7	0,52	7,983
19/12/85	Interstitielle	F1	0,07	0,01	0,54	1,67	-	0,95	8,269
		F2	0,05	0,02	0,78	1,51	-	0,19	8,330
		F3	-	0,13	-	1,39	-	-	8,323
		E3	0,03	0,09	0,42	1,14	-	0,30	8,359

1.2. Pigments photosynthétiques

Les résultats sont consignés dans le Tableau 4

Tableau 4 : Pigments photosynthétiques des eaux interstitielles des sédiments du lagon le 17/12/85

Station	Chlorophylle a mg.m ⁻³	Pheophytine a	% Chlorophylle active
A1	0,476	1,116	29
A2	0,387	0,213	64
A3	2,790	1,150	71
B1	0,189	0,189	72
B2	0,254	0,254	61

2. Caractéristiques des sédiments

2.1. Pigments photosynthétiques

Les résultats apparaissent dans les Tableaux 5 et 6 et les Figures 6 à 14.

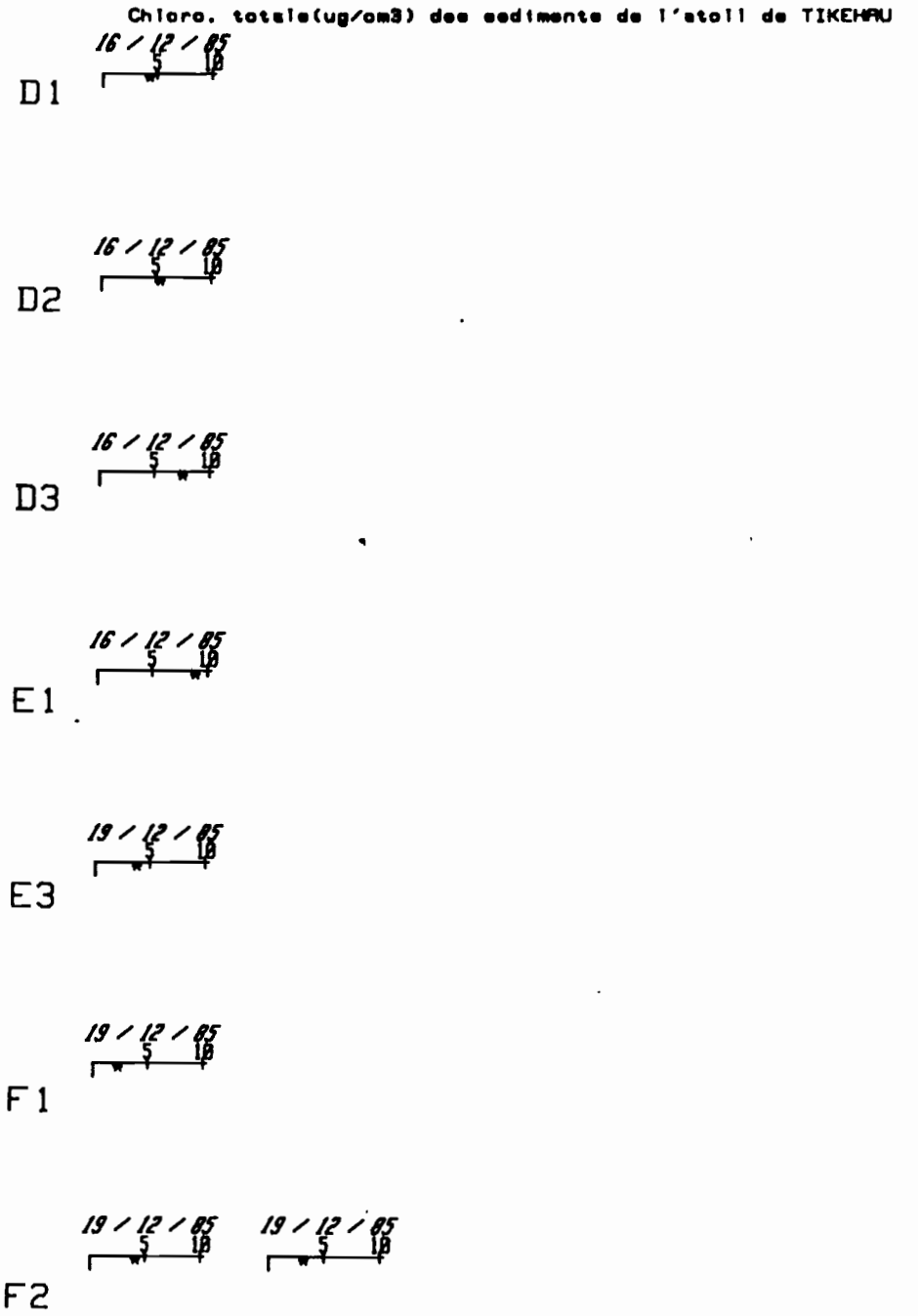
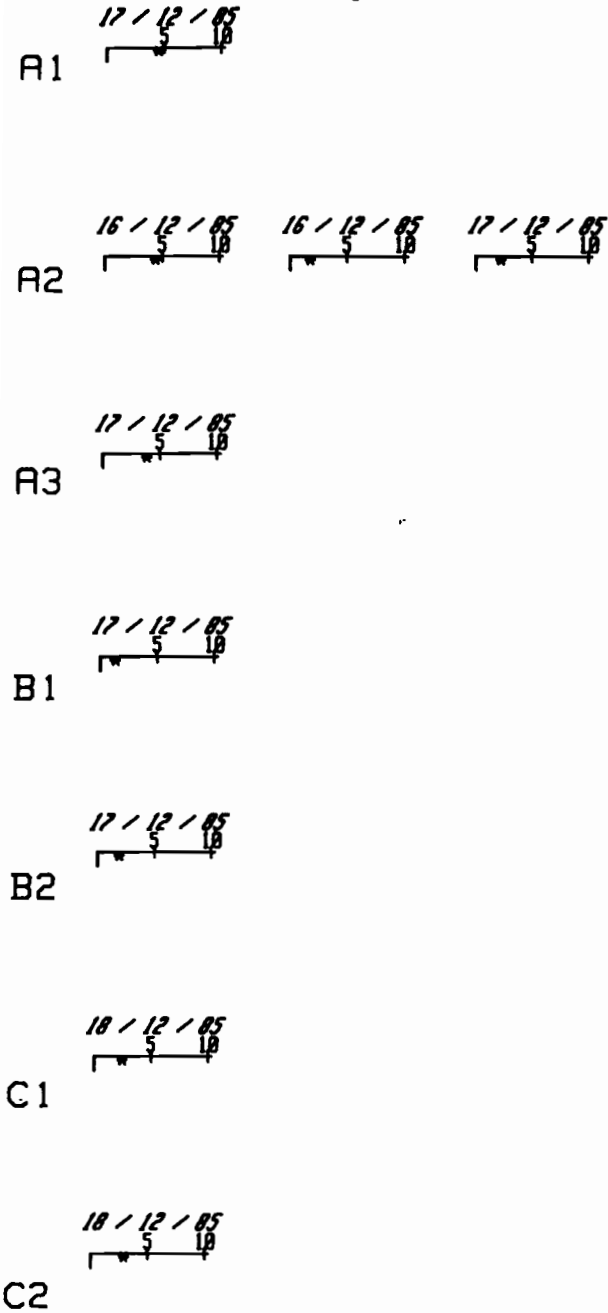
TABLEAU 5 : Pigments photosynthétiques ($\mu\text{g}/\text{cm}^3$ et $\mu\text{g}/\text{g}$ (= /g)) des sédiments de TIKEHAU
prof (cm); Chl=Chlorophylle; tot=totale; act=active; Pheo=Pheophytine-a; Carot.=Carotenoides

date	stat.	prof.	No carot	Chla tot	Chla act	Pheo	%Chla	Chlb	Chlc	Carot.	Chla tot(/g)	Chla act(/g)	
16/12/85	R2	0.0-	.5	1	4.39	2.34	2.04	54	1.23	3.54	5.20	-	-
16/12/85	R2	0.0-	.5	2	1.75	2.03	.91	69	.95	1.44	.44	-	-
16/12/85	D1	0.0-	.5	3	4.29	2.26	2.22	50	1.38	3.32	5.30	-	-
16/12/85	D2	0.0-	.5	4	5.38	2.78	2.48	53	1.04	2.87	5.54	-	-
16/12/85	D3	0.0-	.5	5	7.58	4.69	3.48	57	1.36	5.80	7.15	-	-
16/12/85	E1	0.0-	.5	6	8.80	7.13	1.24	85	2.12	9.15	7.26	-	-
17/12/85	A1	0.0-	.5	7	4.48	3.65	1.41	72	.45	2.21	4.40	-	-
17/12/85	A2	0.0-	.5	8	2.23	2.09	.83	71	.43	1.58	2.11	-	-
17/12/85	A3	0.0-	.5	9	3.84	3.30	1.56	68	.41	2.36	2.94	-	-
17/12/85	B1	0.0-	.5	10	1.32	1.38	.61	69	.10	.64	1.25	-	-
17/12/85	B2	0.0-	.5	11	1.90	1.38	.97	59	.46	1.53	2.15	-	-
18/12/85	C1	0.0-	.5	12	2.44	2.26	.82	73	.32	1.06	2.27	-	-
18/12/85	C2	0.0-	.5	13	2.89	1.90	1.77	52	.61	1.66	2.69	-	-
19/12/85	F1	0.0-	.5	14	2.28	3.82	1.14	76	1.89	3.78	4.47	1.89	1.83
19/12/85	F2	0.0-	.5	15	4.11	2.43	2.04	54	2.07	4.87	4.50	2.25	1.33
19/12/85	F2	0.0-	.5	16	3.16	2.09	1.81	54	.94	2.72	3.83	2.10	1.39
19/12/85	F3	0.0-	.5	17	5.35	2.78	3.06	48	1.79	4.80	6.66	4.45	2.31
19/12/85	F3	0.0-	.5	18	3.82	1.64	2.47	40	1.64	3.56	5.59	2.33	1.00
19/12/85	E3	0.0-	.5	19	3.79	3.13	1.74	64	.69	3.08	3.29	1.49	1.23

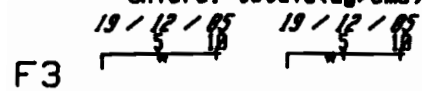
Tableau 6 : Moyenne des teneurs en pigments des sédiments de surface (couche, 0 - 1 cm) en décembre 1985 à Tikehau

Pigment	Moyenne	Coefficient variation	Ecart type moyenne	Observation
Chlorophylle a active mg.m^{-2}	14,0	0,47	1,52	19
Chlorophylle a totale mg.m^{-2}	19,4	0,49	2,17	19
Chlorophylle a active $\mu\text{g.cm}^{-3}$	2,8	0,47	0,30	19
Chlorophylle a totale $\mu\text{g.cm}^{-3}$	3,9	0,49	0,43	19
Chlorophylle b $\mu\text{g.cm}^{-3}$	0,62	0,40	0,05	19
Chlorophylle c $\mu\text{g.cm}^{-3}$	3,16	0,62	0,45	19
Carotenoides $\mu\text{g.cm}^{-3}$	4,06	0,47	0,44	19
Pheophytine $\mu\text{g.cm}^{-3}$	1,72	0,45	0,18	19
% Chlorophylle active	61	0,18	2,6	19

FIG. 6 : Chloro. totale(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHRAU



Chloro. totale(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



F3

F

F

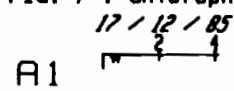
F

F

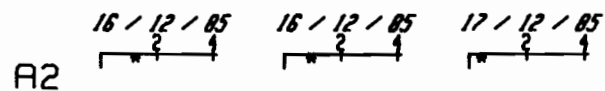
F

F

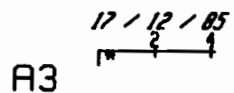
FIG. 7 : Chlorophylle-b(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



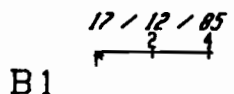
A1



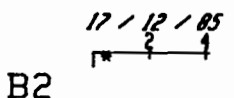
A2



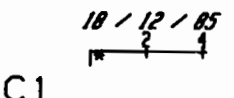
A3



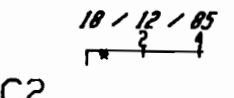
B1



B2



C1



C2

Chlorophyllie-b(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU

D1
16 / 12 / 85
┌───┴───┐
└───┬───┘
2 4

D2
16 / 12 / 85
┌───┴───┐
└───┬───┘
2 4

D3
16 / 12 / 85
┌───┴───┐
└───┬───┘
2 4

E1
16 / 12 / 85
┌───┴───┐
└───┬───┘
2 4

E3
19 / 12 / 85
┌───┴───┐
└───┬───┘
2 4

F1
19 / 12 / 85
┌───┴───┐
└───┬───┘
2 4

F2
19 / 12 / 85 19 / 12 / 85
┌───┴───┐ ┌───┴───┐
└───┬───┘ └───┬───┘
2 4 2 4

Chlorophyllie-b(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU

F3
19 / 12 / 85 19 / 12 / 85
┌───┴───┐ ┌───┴───┐
└───┬───┘ └───┬───┘
2 4 2 4

F

F

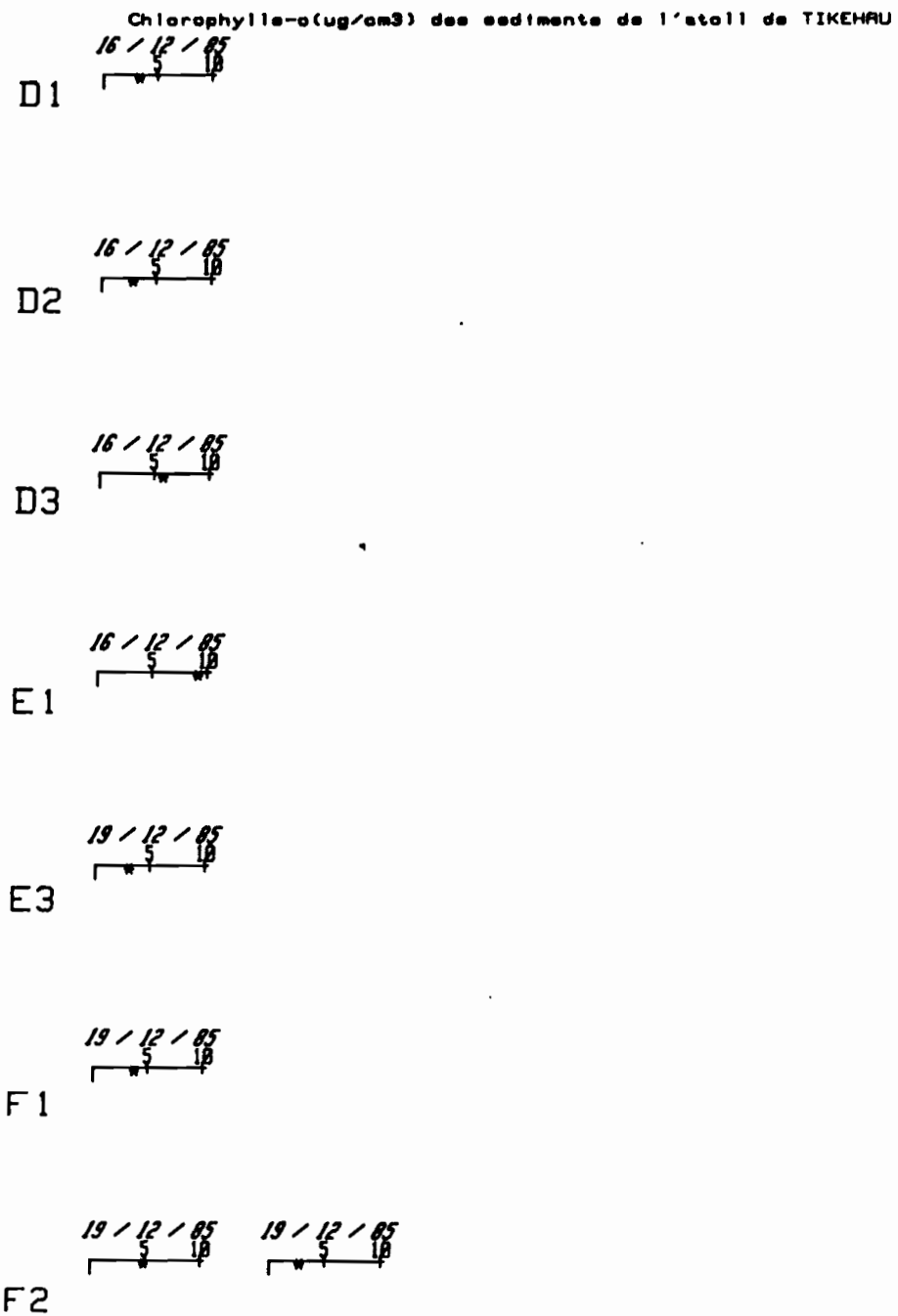
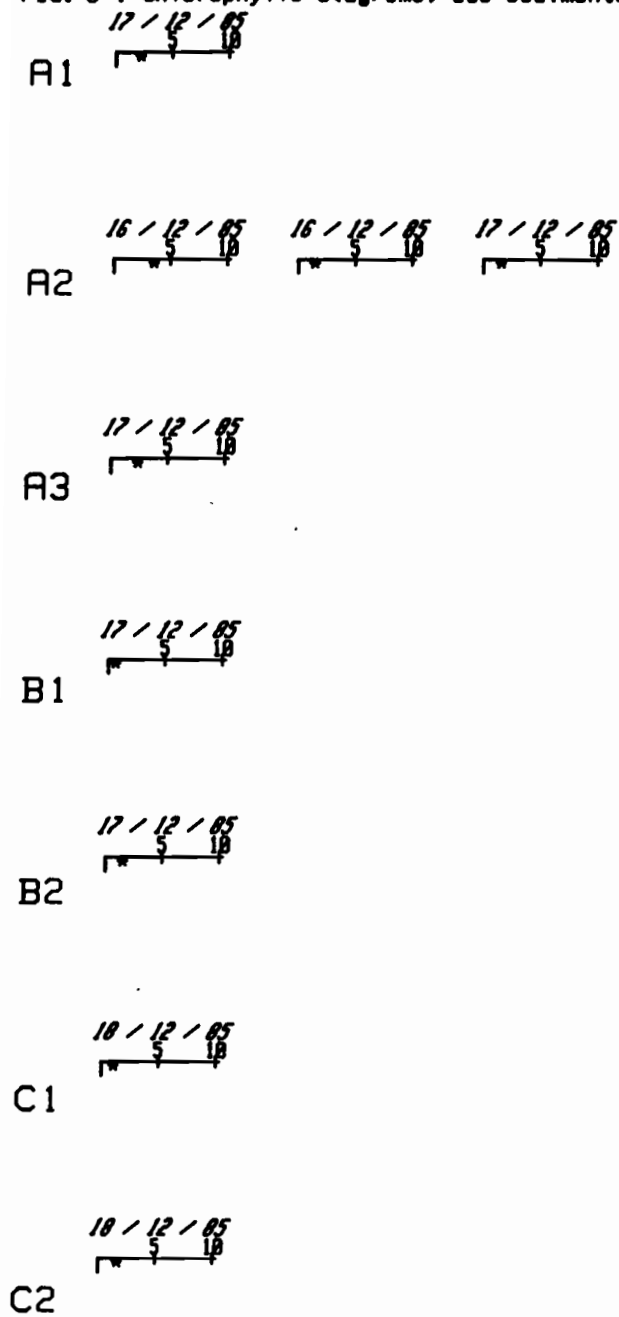
F

F

F

F

FIG. 8 : Chlorophylle-a(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



Chlorophylle-a (ug/cm³) des sediments de l'atoll de TIKEHAU

F3 $\frac{19}{12/85}$ $\frac{19}{12/85}$

F

F

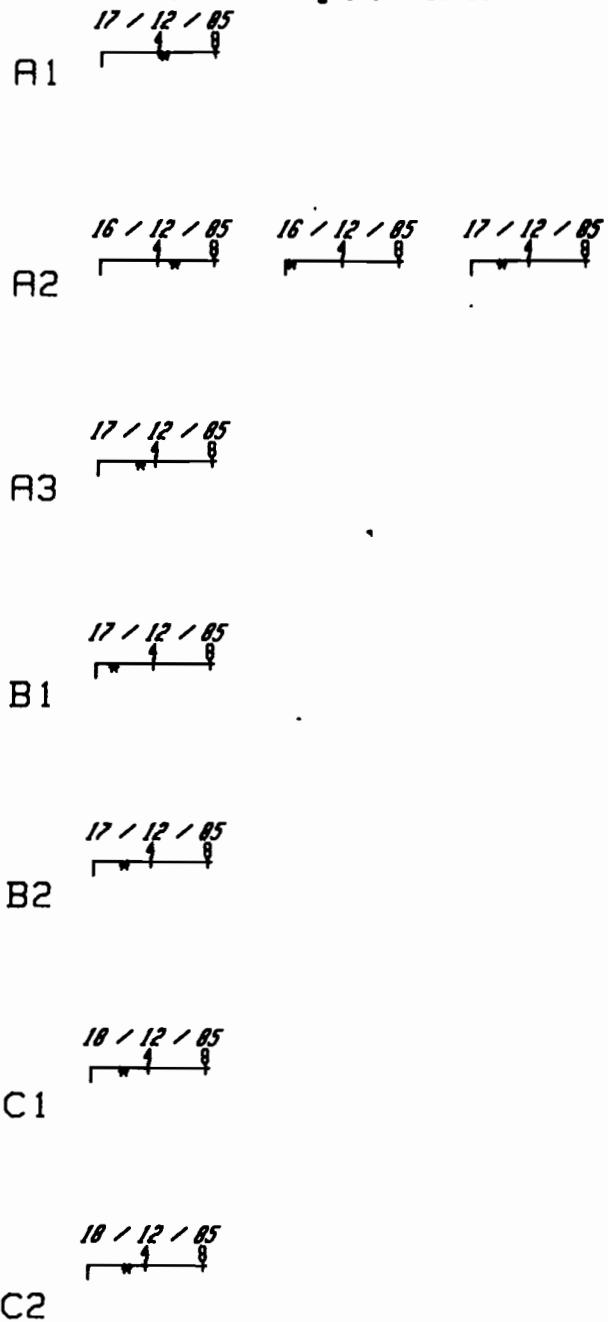
F

F

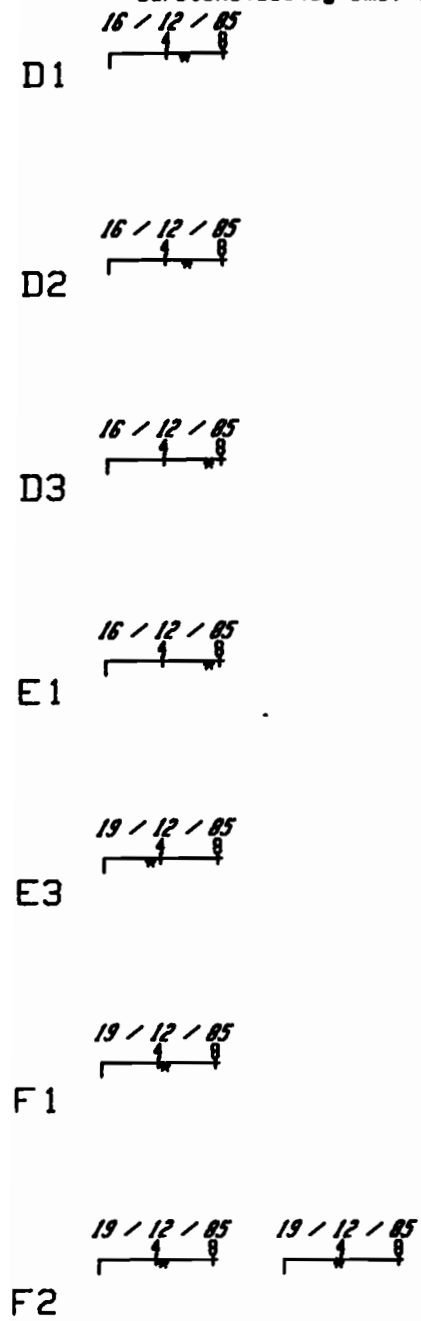
F

F

FIG. 9 : Carotenoides (ug/cm³) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



Carotenoides(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



Carotenoides(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU

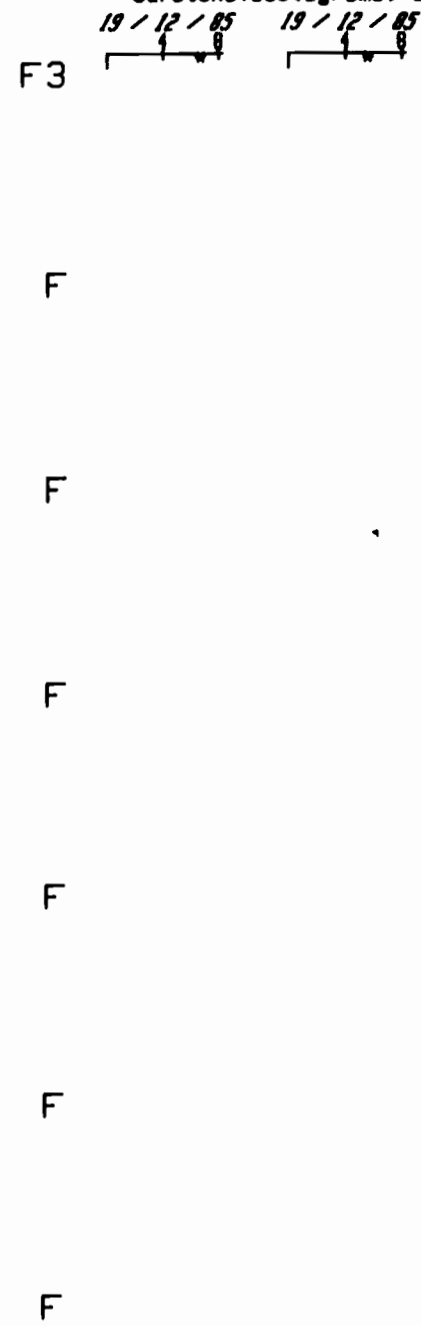
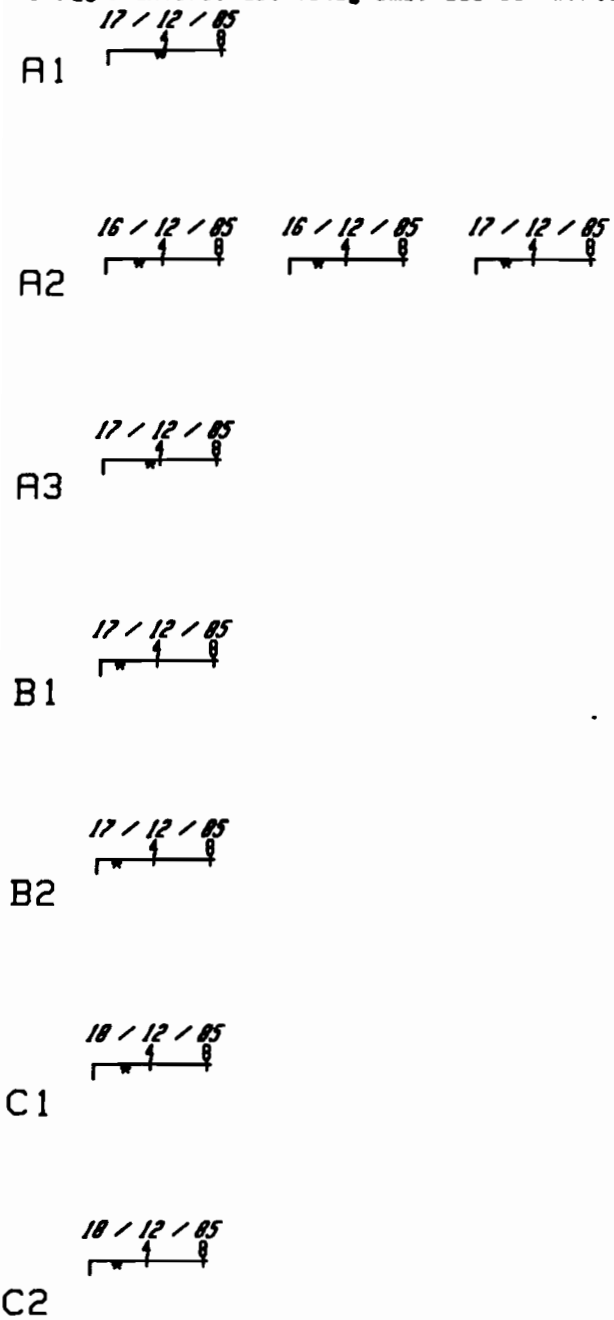
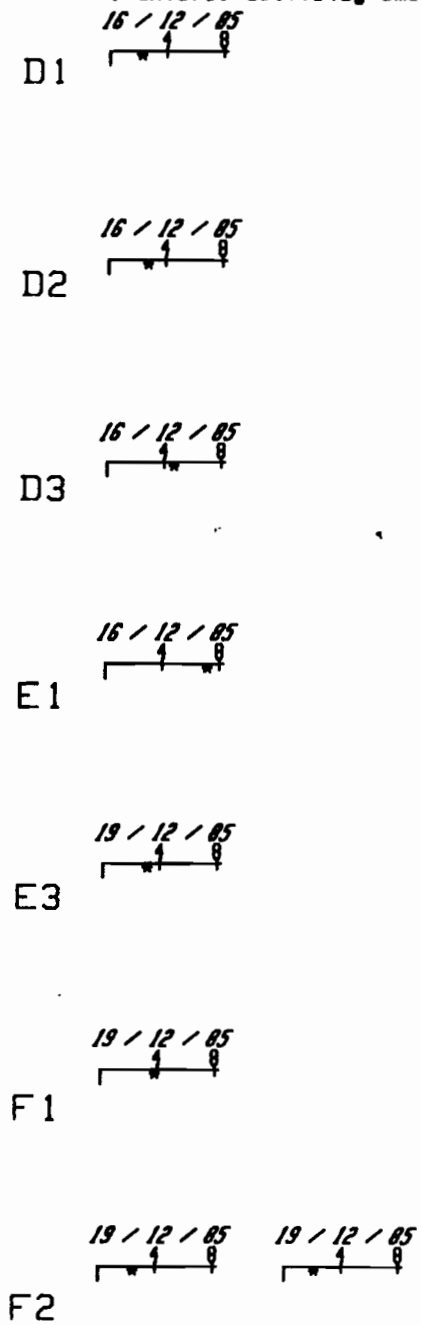


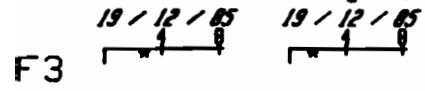
FIG. 10 : Chloro. active(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



Chloro. active(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



Chloro. active(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



F

F

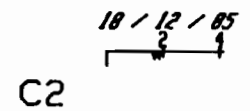
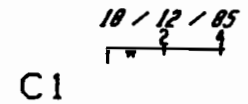
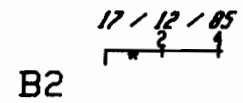
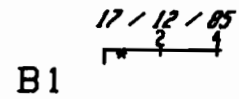
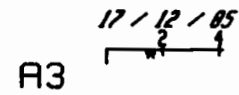
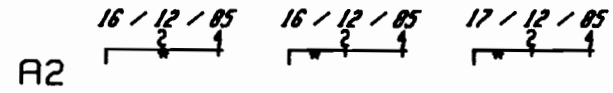
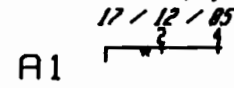
F

F

F

F

FIG. 11 : Phaeophytine-a(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



Phaeophytine-a(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU

D1

D2

D3

E1

E3

F1

F2

Phaeophytine-a(ug/cm3) des sediments de l'atoll de TIKEHAU

F3

F

F

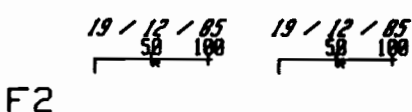
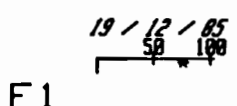
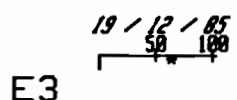
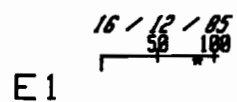
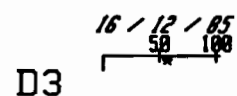
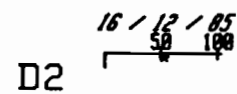
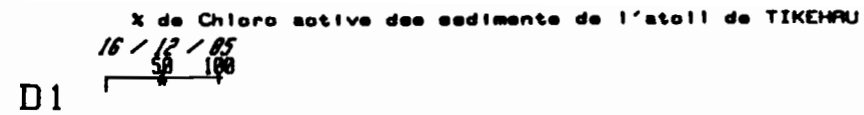
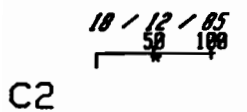
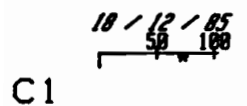
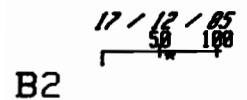
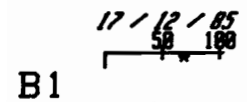
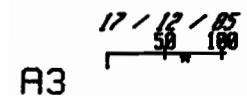
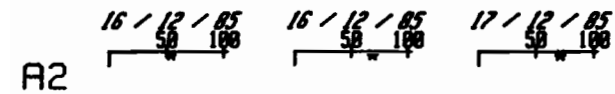
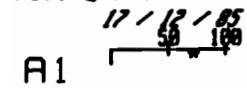
F

F

F

F

FIG. 12 : % de Chloro active des sediments de l'atoll de TIKEHAU



% de Chloro active des sediments de l'atoll de TIKEHOU

19 / 12 / 85 19 / 12 / 85
50 100 50 100

F3

F

F

F

F

F

F

FIG. 13 : Chloro totale (ug/g) des sediments de l'atoll de TIKEHAU

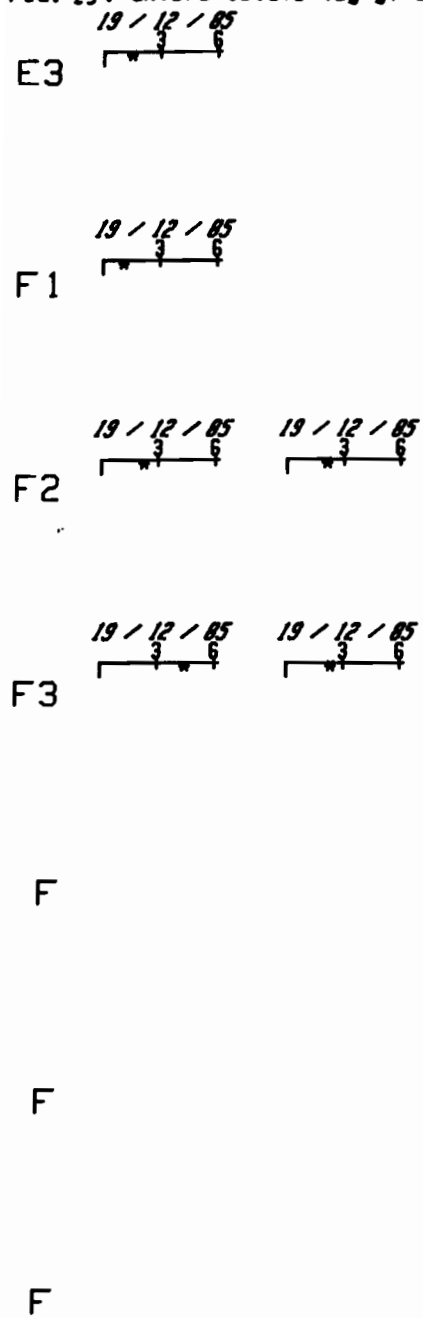
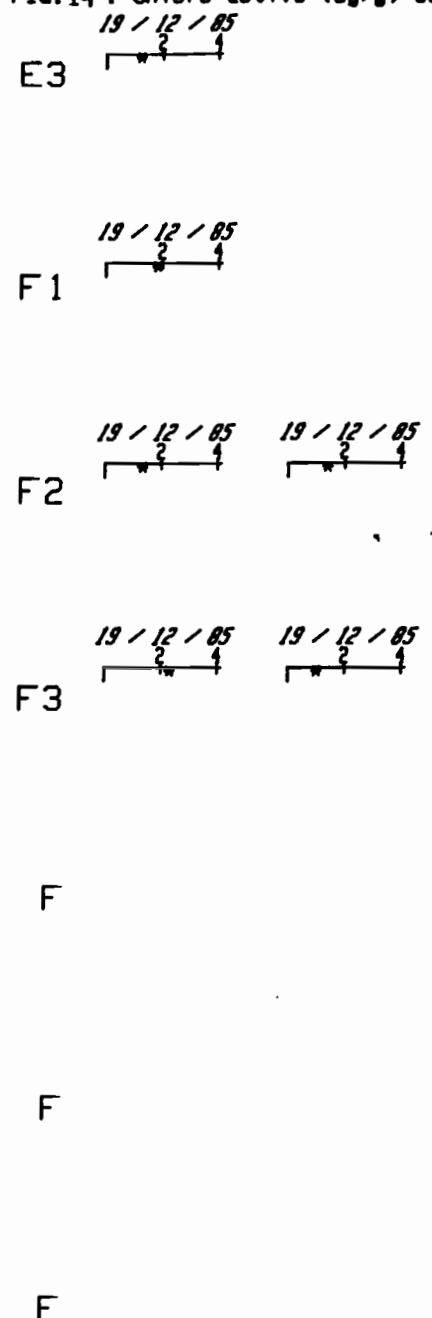


FIG. 14 : Chloro active (ug/g) des sediments de l'atoll de TIKEHAU



2.2. A.T.P.

Les résultats sont consignés dans le tableau 7

TABLEAU 7: ATP des sédiments de TIKEHAU ; Prof=Profondeur(cm

date	stat.	prof.	No carot	ATP($\mu\text{g}/\text{cm}^3$)	ATP($\mu\text{g}/\text{g}$)
17/12/85	A1	0.0- 0.5	1	.49	.28
17/12/85	A2	0.0- 0.5	2	.45	.26
17/12/85	A3	0.0- 0.5	3	.48	.28
17/12/85	B1	0.0- 0.5	4	.01	.00
17/12/85	B2	0.0- 0.5	5	.16	.09
18/12/85	C1	0.0- 0.5	6	.32	.19
18/12/85	C2	0.0- 0.5	7	.21	.12
19/12/85	F2	0.0- 0.5	8	.66	.38
19/12/85	F3	0.0- 0.5	9	.17	.10
19/12/85	E3	0.0- 0.5	10	.51	.29

3. Production primaire

3.1. Par incorporation de Carbone: les résultats sont consignés dans le tableau 8

Tableau 8: Résultats des incubations de sédiment en présence de ^{14}C le 15/12/85 à la station Faufaa (G1), de 9h 30 à 15h 30. Activité introduite: 8 880 000 DPM.
* : eau au dessus du fond.

Surface exposée (cm^2)	Σ DPM	Production ($\text{mgC}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{h}^{-1}$)
104 (claire)	107793	3,71
4,5 (claire)	3616	1,44
4,5 (noire)	1503	1,20
104 (claire)	57695	1,99
* "	1990	1,72 ($\text{mgC}\cdot\text{m}^{-3}\cdot\text{h}^{-1}$)

3.2. Par mesure des bilans d'O₂: les résultats sont mentionnés dans le tableau 9.

TABLEAU 9 : Résultats des incubations réalisées sur les sédiments.

St. = station. Z = profondeur (m). t₀ = heure du début d'incubation. t₁ = heure de fin d'incubation. E = énergie reçue pendant le temps d'incubation sur le fond (E_z) et en surface (E_s) et Energie reçue par jour en surface (E_{sj}). O₂ = oxygène mesurée à t₀ (O₂t₀) et à t₁ (O₂t₁). ΔO₂ = bilan d'O₂ pendant t₁ - t₀ par heure (ΔO₂H) et par jour (ΔO₂J).

Date	St.	Z (m)	t ₀	t ₁	E _z (E.m ⁻² .j ⁻¹ ou h ⁻¹)	E _s	E _{sj}	O ₂ t ₀ (mg.l ⁻¹)	O ₂ t ₁	ΔO ₂ H (mg.O ₂ .m ⁻² .h ⁻¹ ou J ⁻¹)	ΔO ₂ J	O ₂ /E (mg.O ₂ .t ⁻¹)	Observations
15.12	A ₁	11	9.30	15.15	15.5	38.6	51.7	6.14	5.33	-7.1	-70.6		C _n
								6.14	12.90	59.8	459.8	22.2	C _c
								6.14	5.33	-9.0	-89.6		BOD _n
								6.14	13.12	77.2	594.3	28.7	BOD _c
								6.14	10.94	53.1	408.7	19.8	BOD _c
16.12	A ₁	11	10.20	16.30	11.3	28.2	45.2	6.43	3.97	-13.3	-132.6		C _n
								6.43	10.2	24.7	244.5	13.5	C _c
16.12	A ₂	13	10.30	17.0	2.74	27.39	45.2	6.43	5.10	-13.0	-130.2		BOD _n
								6.43	5.10	-13.0	-130.2		BOD _n
								6.43	5.10	-13.0	-130.2		BOD _n
								6.43	4.98	-14.2	-142.0		BOD _n
								6.43	8.47	20.0	216.6	47.4	BOD _c
16.12	A ₂	13	10.30	17.0	2.74	27.39	45.2	6.43	8.09	16.3	176.3	38.6	BOD _c
								6.43	8.47	20.0	216.6	47.4	BOD _c
								6.43	8.50	20.3	219.8	48.1	BOD _c
								6.43	7.91	14.5	157.1	34.4	BOD _c <i>moins de sédiment</i>
18.12	C ₁	8	10.0	16.15	16.3	34.7	53.3	6.2	4.50	-9.1	-90.1		C _n
								6.2	12.50	33.3	320.4	26.9	C _c
19.12	E ₃	6	12.0	17.0	12.22	22.21	50.2	6.2	4.40	-11.9	-118.8		C _n
								6.2	14.13	52.47	592.7	21.5	C _c

Plusieurs incubateurs ont été placés à une même station, afin d'étudier la variabilité de sa production microphytobenthique. Les résultats sont regroupés dans le Tableau 9.

Tableau 10: Etude de la variabilité des mesures de production et respiration d'O₂ à l'intérieur d'une même station (mg O₂/m²/h¹).

Station	Date	Incubateur	Production ou respiration	Moyenne	Coef. variation
A2	16/12/85	BOD clair	20,0	18,2	14,6 %
"	"	"	16,3		
"	"	"	20,0		
"	"	"	20,3		
"	"	"	14,5		
A2	16/12/85	BOD clair	- 13,0	13,5	5 %
"	"	"	- 14,0		

4. Energie lumineuse

Les courbes d'énergie lumineuse par période de 15 mn et celles d'énergie cumulée apparaissent dans les figures 15 à 19.

Fig. 15 : ENERGIE LUMINEUSE (E/M²) A TIKEHAU LE 15/12/85

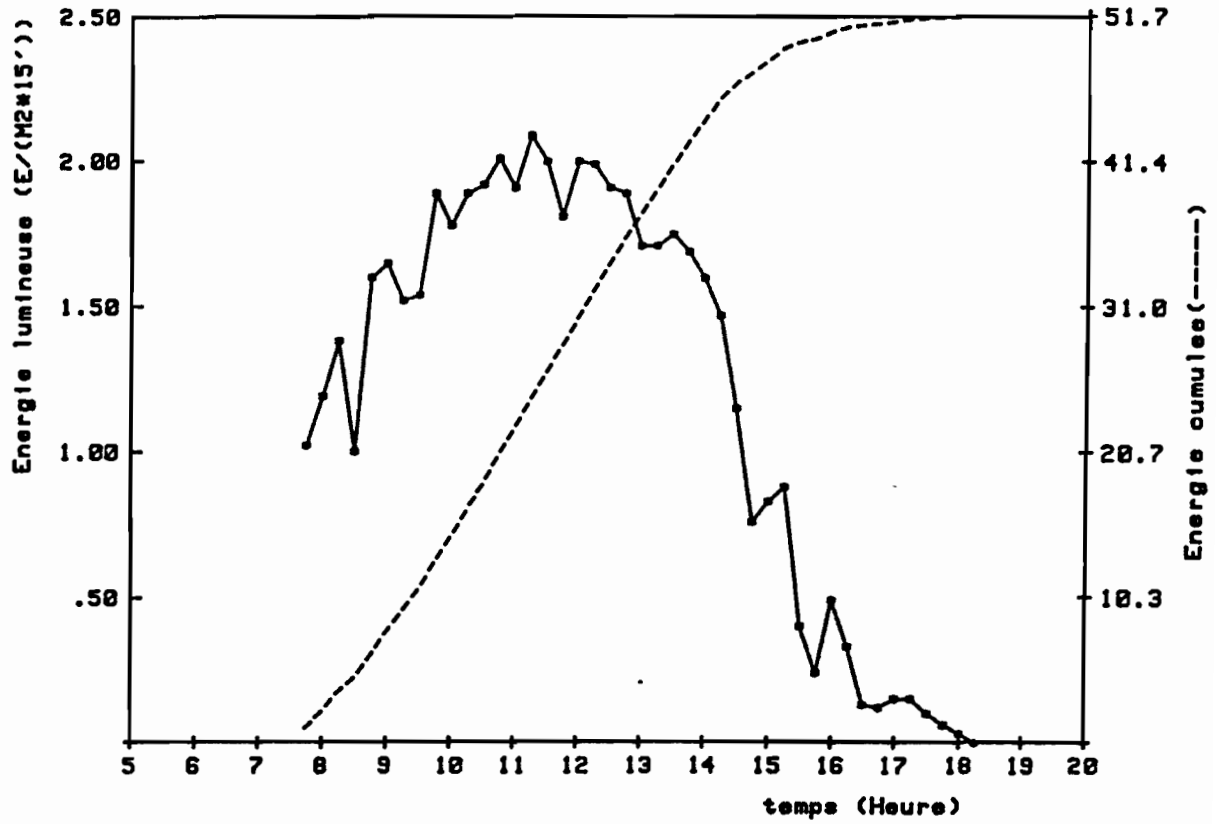


Fig. 16 : ENERGIE LUMINEUSE (E/M²) A TIKEHAU LE 16/12/85

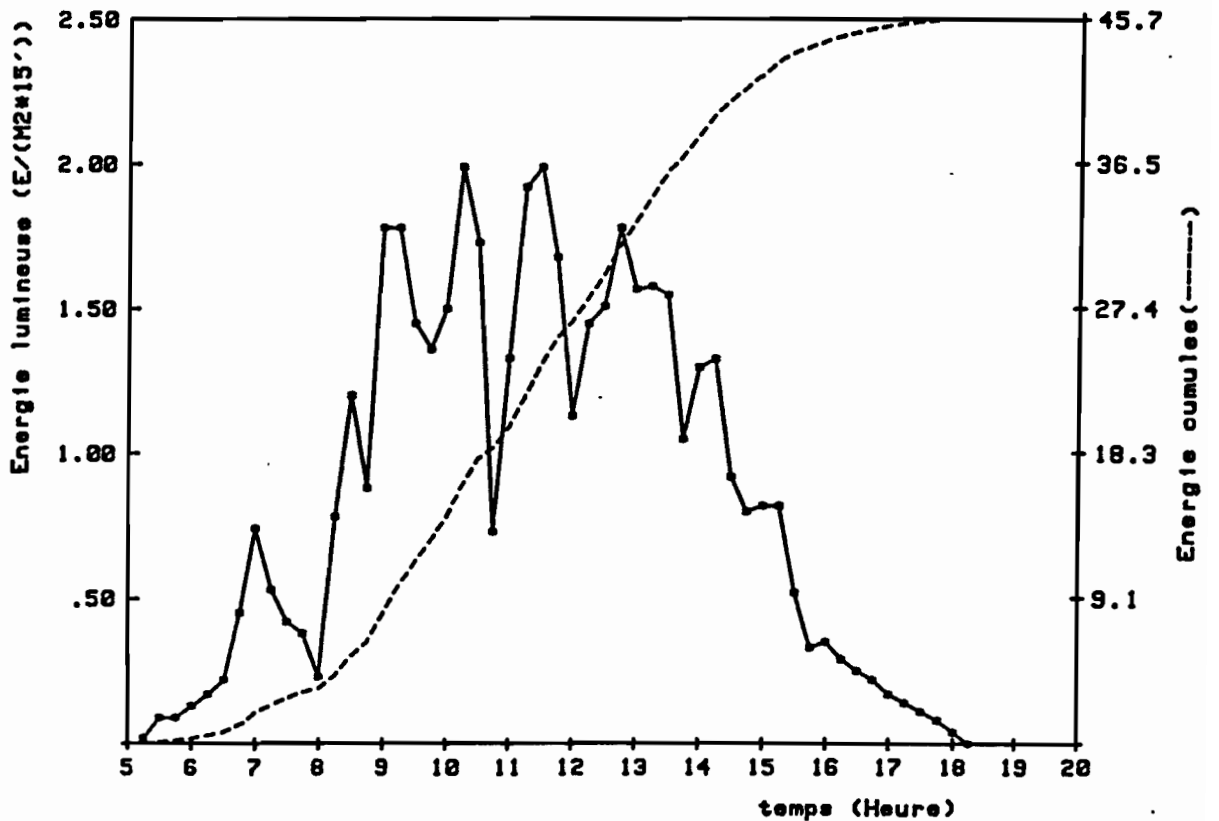


Fig. 17 : ENERGIE LUMINEUSE (E/M2) A TIKEHAU LE 17/12/85

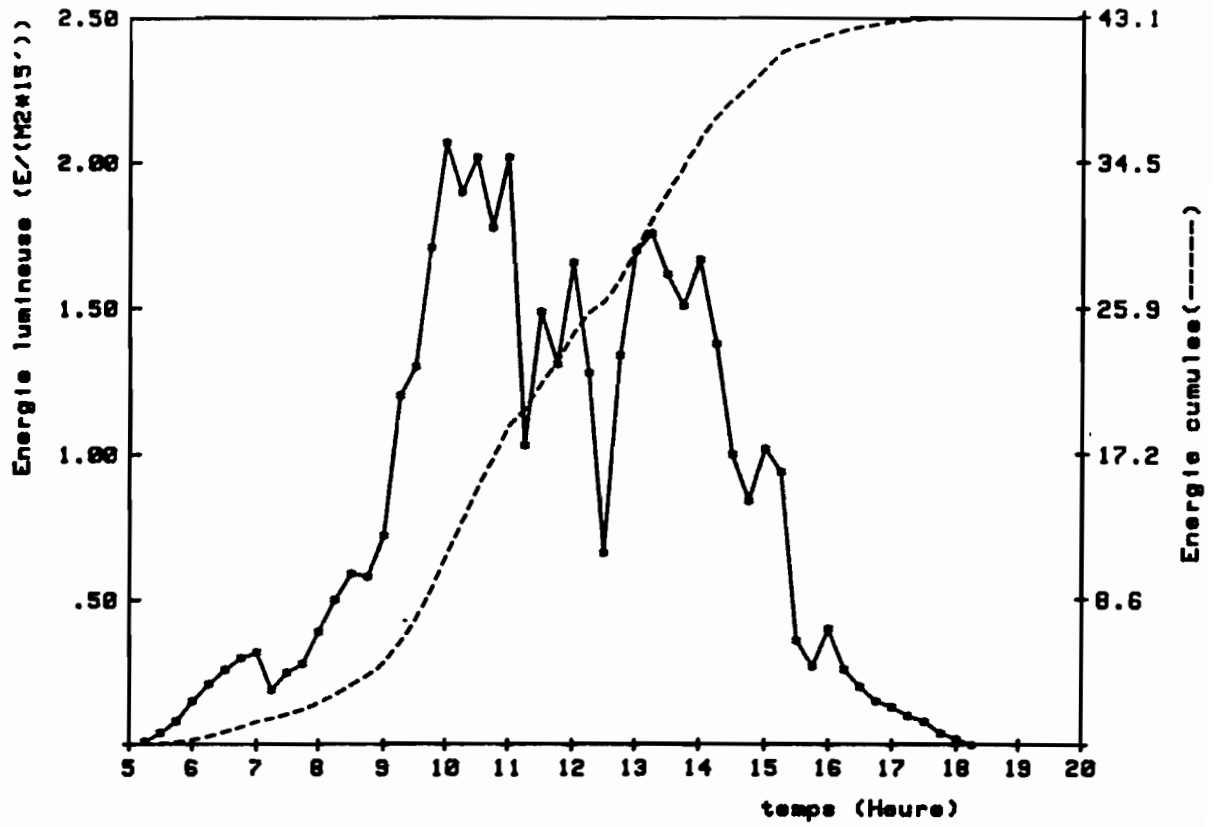


Fig. 18 : ENERGIE LUMINEUSE (E/M2) A TIKEHAU LE 18/12/85

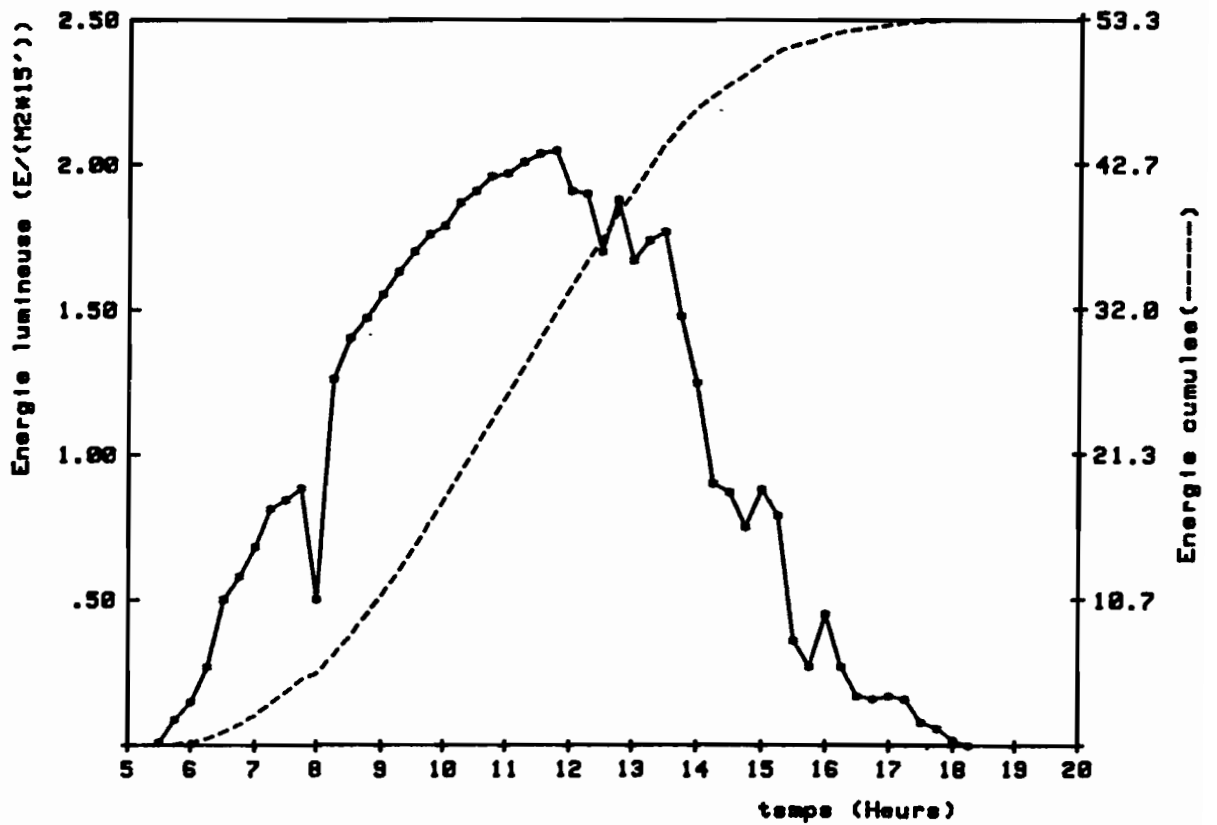
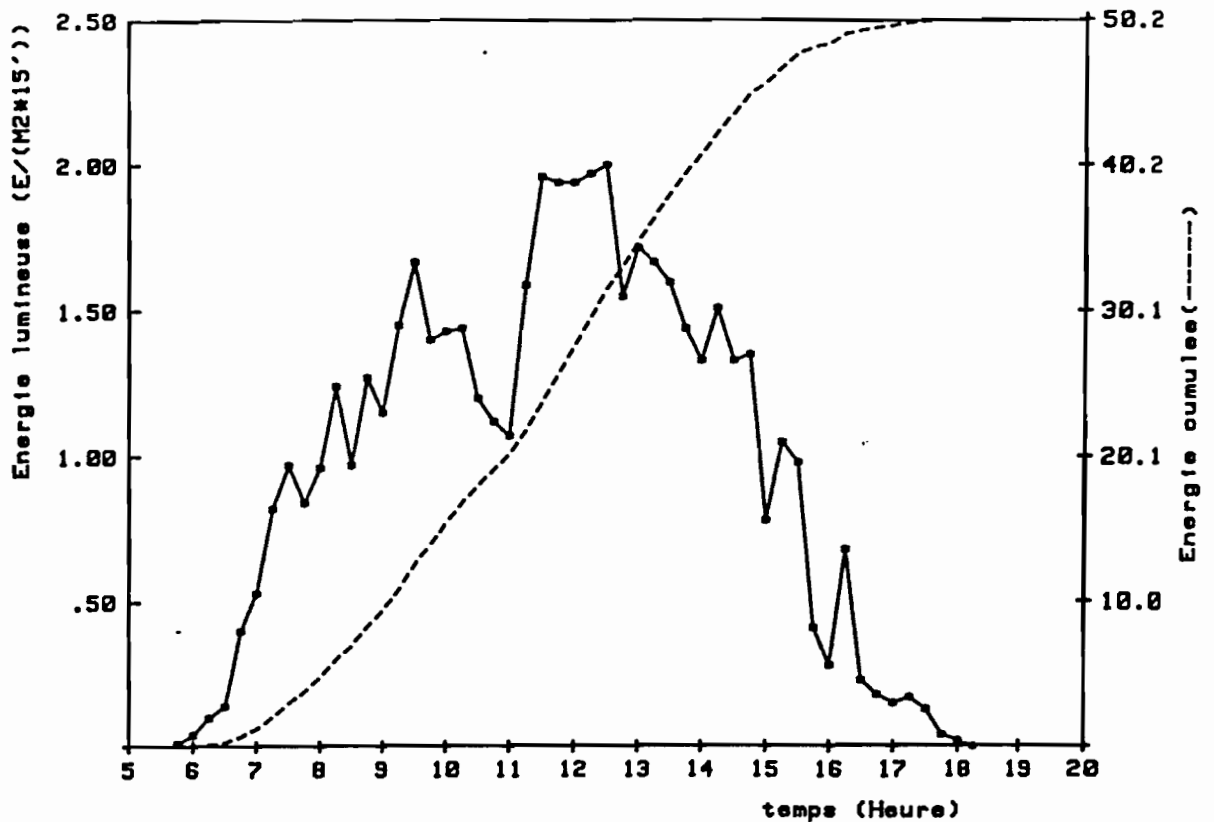


Fig. 19 : ENERGIE LUMINEUSE (E/M2) A TIKEHAU LE 19/12/85



BIBLIOGRAPHIE

- BANCROFT K., PAULE E.A. et WIEBE W.J., 1976.- The extraction and measurements of adenosine triphosphate. Limnol. Oceanogr., 21 (3) : 473-480.
- PARSONS T.R., YOSHIAKI et LALLI C.M., 1984.- A Manual of chemical and biological methods for sea water analysis. Pergamon Press : 101-111.
- PLANTE-CUNY (M.R.), 1984.- Le microphytobenthos et son rôle à l'échelon primaire dans le milieu marin Oceanis, 10 (4) 417-427.
- YENTSCH C.S. et MENZEL D.W., 1963.- A method for the determination of phytoplankton chlorophyll and phaeophytin by fluorescence Deep Sea Res., 10 (3) : 221-231.
- ROMAGNOUX J.C., 1979.- Caractéristiques du microphytobenthos d'un lac volcanique méromictique (Lac Pavin, France). II Productivité et corrélations. Int. Rev. ges. Hydrobiol. (65),6: 849-869.