

OFFICE DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

ET TECHNIQUE OUTRE-MER

CENTRE DE BRAZZAVILLE

RAPPORT SUR UN ELEVAGE DE PHLEBOTOMUS SCHWETZI  
ADLER, THEODOR ET PARROT, 1929 (DIPTERA : PSY-  
CHODIDAE), ESPECE EPIGEE DU CONGO-BRAZZAVILLE

par

G. VATTIER-BERNARD

Novembre 1967

RAPPORT SUR UN ELEVAGE DE PHLEBOTOMUS SCHWETZI  
ADLER, THEODOR ET PARROT, 1929 (DIPTERA : PSY-  
CHODIDAE), ESPECE EPIGEE DU CONGO-BRAZZAVILLE

par

G. VATTIER-BERNARD

NOVEMBRE 1967

Nous avons entrepris l'élevage de Phlebotomus schwetzi ADLER, THEODOR ET PARROT, 1929, espèce épigée du Congo-Brazzaville, en janvier 1967, sur le conseil de Monsieur le Professeur DELAMARE-DEBOUTTEVILLE. Cette nouvelle expérience a pour but de faire une étude comparative de la biologie d'une espèce d'Afrique intertropicale vivant à l'extérieur et de celle d'une espèce troglobie, P. mirabilis PARROT et WANSON, 1939, rencontrée et déjà étudiée dans les grottes de cette région (G. VATTIER-BERNARD, 1966 et 1967). Une telle étude doit permettre de bien mettre en évidence les caractéristiques biologiques que présente P. mirabilis en tant que cavernicole, à savoir : ralentissement du cycle, dysharmonie gonotrophique, diminution du nombre des oeufs, dégénérescence ovarienne, etc...

Phlebotomus schwetzi est une espèce largement répandue en Afrique Equatoriale ; elle existe aussi dans les régions suivantes : Soudan Anglo-Egyptien, Transvaal, Kenya, Ethiopie, Sénégal, Guinée (KIRK et LEWIS, 1951).

A Brazzaville, cette espèce s'est installée spontanément dans le sous-sol de notre insectarium en construction sur la concession ORSTOM. Celle-ci est située en dehors du centre de la ville et renferme une partie boisée (extrémité de la forêt dite "de la Patte d'Oie") qui permet un bon isolement de l'insectarium.

Malgré les travaux qui se poursuivent, la poussière de ciment et les allées et venues des ouvriers, la colonie de P. schwetzi se maintient depuis le mois de janvier dans cette cave qui n'est isolée de l'extérieur que par une porte provisoire en grillage à grandes mailles. Les phlébotomes peuvent ainsi entrer et sortir à leur guise.

Jusqu'au mois d'octobre, nous n'avons récolté dans ce sous-sol que des femelles à jeun. Lors des dissections effectuées avant d'entreprendre l'élevage, 100 % des femelles avaient leurs ovocytes au stade I.

Etant donné la pauvreté du sol en matière organique (terre battue plus ou moins mélangée à du sable et du ciment

répandus lors de la construction); nous pensons que les gîtes larvaires sont à l'extérieur, vraisemblablement dans la forêt environnante. Les prospections que nous y avons effectuées tant pour la recherche des adultes que pour celle des larves sont jusqu'alors demeurées vaines.

Par ailleurs, nous croyons que les femelles sont obligées de sortir pour se nourrir : en effet, nous n'avons jamais trouvé de femelles gorgées et les hôtes possibles (crapeau, gekko, rat, chauve-souris) sont plutôt rares.

En raison de l'avancement des travaux de construction, nous risquons de perdre prochainement cette colonie de phlébotomes. Aussi afin de la conserver le plus longtemps possible, nous en avons modifié légèrement les conditions d'existence. Depuis quelques semaines en effet, nous plaçons chaque matin dans le sous-sol deux souris blanches fixées sur le dos à une plaque de liège et le ventre rasé. Les phlébotomes viennent s'y gorger en grand nombre. Nous avons aussi installé des gîtes larvaires artificiels : cavités dans des agglomérés de ciment remplies de terre provenant du sol de la forêt voisine.

Dans ce rapport, nous nous proposons de faire successivement :

- 1° L'exposé des techniques d'élevage employées,
- 2° Celui des résultats obtenus.

I/ - T E C H N I Q U E S     D ' E L E V A G E -

Faute de locaux adéquats, nous avons dû installer notre élevage dans le sous-sol même de notre insectarium en construction, là où vit et prospère la colonie de P. schwetzi.

Nous disposions pour cela, de quelques tables métalliques (type employé à Bittori) et quelques tables pliantes en bois.

1° Elevage des adultes

La femelle à jeun, femelle de capture ou femelle neuve d'élevage venant d'éclore, accompagnée de deux mâles, est introduite avec son hôte dans une cage cubique, en voile de tergal, à armature métallique peinte, de 20,25 ou 30 cm d'arête (type de cage employé au laboratoire souterrain de Bittori pour l'élevage de P. mirabilis).

L'hôte est généralement une souris blanche dont le ventre a été rasé ; nous la fixons sur le dos à une plaque de liège. Nous avons également utilisé des gekkos et des Roussettes ; ceux-ci étaient alors enfermés dans des cages en treillis métallique que l'on plaçait à l'intérieur des cages en voile de tergal.

Une fois gorgée, la femelle est isolée :

- soit dans un petit pot ventru en terre poreuse (technique HERTIG et JOHNSON, 1951). Ces pots mesurent : 80 mm de diamètre dans leur partie la plus large, 70 mm à l'ouverture et 65 mm à la constriction sous l'ouverture ; ils sont fermés par un morceau de voile de tergal, maintenu par un bracelet élastique. Un morceau de coton humide est placé sur le voile de tergal (Photo 2).

- soit sous un entonnoir en verre renversé sur un pondoir en terre poreuse. Le pondoir est rempli de sable blanc ou de terre (sol de forêt) préalablement autoclavés. La petite ouverture de l'entonnoir est fermée par un bouchon de coton humide. Les pondoirs en terre poreuse sont soit carrés de 8 cm de côté, soit circulaires de 10 cm de diamètre. Le nombre de ces pondoirs s'étant parfois révélé insuffisant nous en avons nous-même fabriqué en plâtre (Photo 1).

Nous utilisons ce deuxième procédé d'isolement lorsque nous n'avons plus de pots disponibles. Nous préférons en effet l'isolement en pot car les oeufs, et ensuite les larves, sont beaucoup mieux protégés des parasites, en particulier des acariens.

Nous devons lutter également contre les champignons. Aussi, nous précisons qu'avant d'introduire la femelle

dans le pot ou sous l'entonnoir, nous pulvérisons dans le pot et dans le pondoir, sur la terre ou le sable, une solution aqueuse de Mycostatine (Squibb Mycostatin) à 2 500 unités par centimètre cube.

Les pots et les pondoirs surmontés de leur entonnoir, sont placés sur des grands plateaux contenant du sable blanc, fin, autoclavé, et légèrement humide. Ce dispositif permet une réhumidification rapide, si besoin est.

Pots et pondoirs sont visités chaque matin. S'il y a eu ponte, la femelle généralement morte est enlevée. Les entonnoirs qui n'ont plus raison d'être sont ôtés. Les oeufs demeurent dans les pots et les pondoirs, car c'est dans ceux-ci que se développent ensuite les larves. Les plateaux portant les pondoirs sont placés à l'intérieur d'une grande cage en tergal (Photo 3).

## 2° Elevage des stades préimaginaux

Les oeufs et les larves sont observés chaque matin à la loupe binoculaire. Si besoin est, nous pulvérisons un peu de Mycostatine sur les oeufs, car s'ils sont envahis par les moisissures ils n'éclosent pas. Quant aux larves, elles reçoivent quotidiennement une ration de nourriture.

Le milieu nutritif : Il est constitué d'un mélange de terre (50 %) et de feuilles mortes (50 %). La terre est recueillie dans des trous d'arbres ou sur le sol de la forêt voisine. Le tout est broyé, tamisé et passé à l'autoclave.

Après quelques tâtonnements et diverses observations, nous avons ajouté à cette nourriture des traces d'un aliment composé complet pour rats et souris, qui existait au laboratoire sous forme de biscuit. Cet aliment renferme : blé, son fin, arachide et soja, poissons, viande, lait, graisse, sucre, levure, composé minéral U.A.R.

Les résultats furent heureux. Les larves venaient brouter les moisissures développées dans le milieu nutritif ; elles s'en montraient très friandes. Nous avons eu ainsi de très beaux lots de larves.

Difficultés rencontrées : Malgré les précautions prises : autoclavage des pots, des pondoirs, de la terre, du sable et de la nourriture, notre élevage fut envahi au mois de mai par les acariens. Les larves quatrième stade supportèrent assez bien les intrus, mais les jeunes larves moins résistantes, et les nymphes, en raison de leur immobilité, étaient vite dévorées. Nous avons ainsi perdu plusieurs milliers de larves.

Nous avons supprimé tous les lots parasités et recommencé l'élevage en redoublant nos précautions. Mais ce fut peine perdue étant donné les conditions du local. Ce sous-sol non fermé, au sol en terre battue, aux murs grossiers en ciment et non revêtus et les tables en bois ne permettaient pas une désinfection totale. Une fois de plus nous avons eu l'occasion de regretter l'absence d'un bon insectarium.

Au mois de juin ne perdant pas tout espoir de réussite, nous avons tenté à nouveau un élevage de P. schwetzi à l'Institut Pasteur dans un petit insectarium en demi sous-sol. Précisons que l'Institut Pasteur est en ville, et que les pulvérisations d'insecticides y sont relativement fréquentes.

Nos phlébotomes ne semblent pas avoir trouvé dans cette pièce des conditions aussi favorables que dans le sous-sol de l'insectarium de l'ORSTOM. L'élevage subsiste mais végète. Nous enregistrons une mortalité chez les adultes avant la ponte beaucoup plus importante que dans le sous-sol à l'ORSTOM où elle était pratiquement nulle. Les larves "poussent" mal. Tout en employant la même nourriture, nous n'obtenons plus dans les pots les moisissures qu'affectionnaient les larves mais d'autres qui semblent leur être plus nocives que bien-faisantes.

Actuellement, tout en tâtonnant, nous essayons d'autres milieux nutritifs. Nous ne possédons plus, d'ailleurs, de biscuit de souris.

Les nymphes : Elles demeurent dans les pots et les pondoirs d'origine. Dans les pots, à l'aide d'une lampe électrique, à travers le voile de tergal qui les ferme, nous apercevons aisément les adultes qui viennent d'éclore. Quant aux pondoirs, dès qu'ils contiennent des nymphes, ils sont coiffés d'un cône en plastique transparent fixé au pondoir par des bracelets élastiques ; la base du cône qui repose sur le pondoir est garnie de mousse de plastique afin que l'adhérence soit parfaite.

Chaque matin, les pots et les pondoirs renfermant des nymphes sont observés. Les adultes nouvellement éclos sont lâchés dans une cage en tergal où ils sont facilement récupérables.

Afin de connaître la durée exacte de la vie nymphale, nous avons isolé quelques nymphes. Celles-ci sont individuellement posées sur un lit de sable dans un pondoir et abritées par un tube placé en position verticale, ouvert aux deux bouts dont l'une des extrémités est enfoncée dans le sable du pondoir et l'autre fermée par un tampon de coton. (Photo 4).

Facteurs climatiques :

L'élevage tant à l'Institut Pasteur qu'à l'ORSTOM fut soumis à de variations continuelles de température et d'hygrométrie. Nous avons enregistré les variations suivantes :

1° Dans le sous-sol de l'insectarium à l'ORSTOM :

T° = 26 à 27°

H.R. = 72 à 92 %

2° Dans l'insectarium de l'Institut Pasteur :

Mois	Température	H.R.
juin	24 à 26°5	72 à 89 %
juillet	20 à 23°	70 à 85 %
août	22 à 25°	60 à 88 %
septembre	23 à 25°	73 à 88 %

II/ - R E S U L T A T S -

1° L'HOTE

En élevage nous nourrissons P. schwetzi essentiellement sur souris blanche. Il se gorge cependant très bien sur homme ; dans le sous-sol de l'insectarium à l'ORSTOM nous étions obligée de nous protéger contre ses attaques. Nous avons aussi tenté avec succès de nourrir quelques femelles sur des gekkqs et sur des roussettes (Roussettus aegyptiacus); ces dernières provenaient de la grotte de M'Poka.

2° REPAS ET CYCLE GONOTROPHIQUE

P. schwetzi ne prend qu'un seul repas pour accomplir en entier son cycle gonotrophique. Il se gorge généralement dans les vingt quatre heures qui suivent son exuviation. En effet, sur 140 femelles écloses en élevage :

- 136 se sont gorgées le premier jour qui a suivi l'exuviation.
- 3 se sont gorgées le deuxième jour qui a suivi l'exuviation.
- 1 s'est gorgée le troisième jour qui a suivi l'exuviation.

### 3° INTERVALLE REPAS - PONTE

L'intervalle entre le repas et la ponte varie de 4 à 7 jours chez les femelles de capture. Chez 290 d'entre elles, les résultats furent les suivants :

- 40 femelles ont pondu 4 jours après le repas.
- 125 femelles ont pondu 5 jours après le repas.
- 95 femelles ont pondu 6 jours après le repas.
- 30 femelles ont pondu 7 jours après le repas.

Chez les femelles d'élevage cet intervalle a varié de 4 à 8 jours. Les résultats pour 103 femelles sont les suivants :

- 9 femelles ont pondu 4 jours après le repas.
- 31 femelles ont pondu 5 jours après le repas.
- 45 femelles ont pondu 6 jours après le repas.
- 15 femelles ont pondu 7 jours après le repas.
- 3 femelles ont pondu 8 jours après le repas.

Ces résultats sont représentés graphiquement (Cf. les courbes C1 et C2).

L'adulte se gorgeant en général le premier jour de son existence, les cycles les plus courts sont de 5 jours, les plus longs de 9 jours, mais ceux-ci sont très rares. Il faut compter en moyenne des cycles de 6 et 7 jours.

# C1 et C2

*g* de capture

*p* d'élevage

20

15

10

5

Nbre de ♀

1

2

5

3

4

5

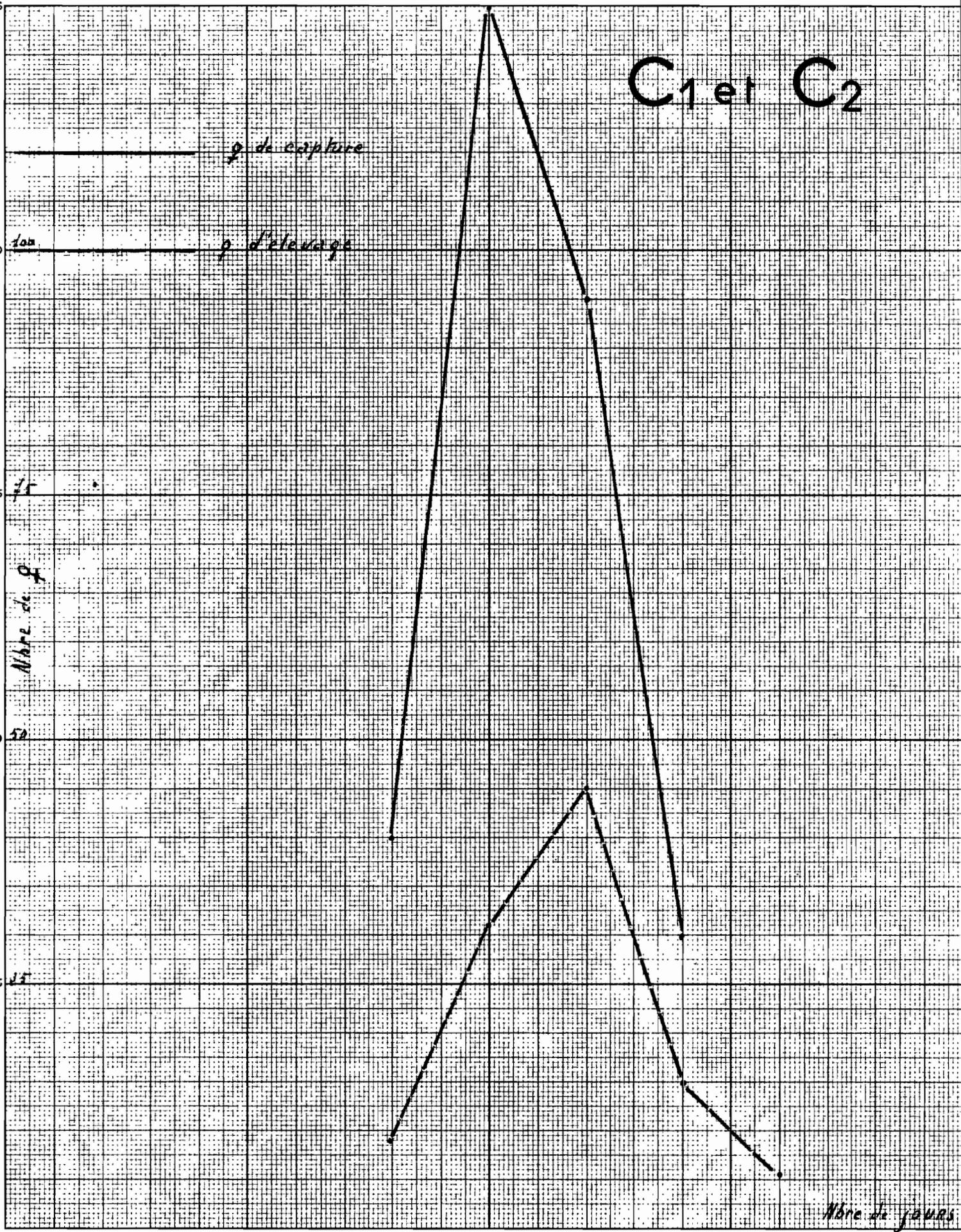
6

7

15

8

Nbre de jours



4° LA PONTE

La dissection de 71 femelles de capture dont les Ovocytes étaient au stade IV et V, laisse présumer des pontes dans la nature beaucoup plus importantes que celles obtenues en élevage. Les résultats de ces dissections ont été les suivants :

Nombre de ♀	Nombre d'ovocytes IV et V bien développés
2,8 %	31 à 40
7 %	41 à 50
8,4 %	51 à 60
9,9 %	61 à 70
19,7 %	71 à 80
22,5 %	81 à 90
14,1 %	91 à 100
14,1 %	101 à 110
1,5 %	111 à 120

En élevage, sur 137 pontes qui ont été évaluées :

5 soit 3,6 % comptaient de 1 à 10 oeufs.  
9 " 6,5 % " de 11 à 20 "  
21 " 15,3 % " " 21 à 30 "

20	soit	14,6 %	comptaient de	31 à	40	oeufs.
24	"	17,5 %	"	"	41 à	50 "
21	"	15,4 %	"	"	51 à	60 "
23	"	16,8 %	"	"	61 à	70 "
8	"	5,9 %	"	"	71 à	80 "
4	"	3 %	"	"	81 à	90 "
1	"	0,7 %	"	"	91 à	100 "
1	"	0,7 %	"	"	101 à	110 "

(Cf. les courbes C3 et C4).

Les pontes moyennes dans la nature seraient donc de 80 oeufs. En élevage, elles ne dépassent pas 40 à 50.

#### 5° DUREE DE LA VIE PREIMAGINALE

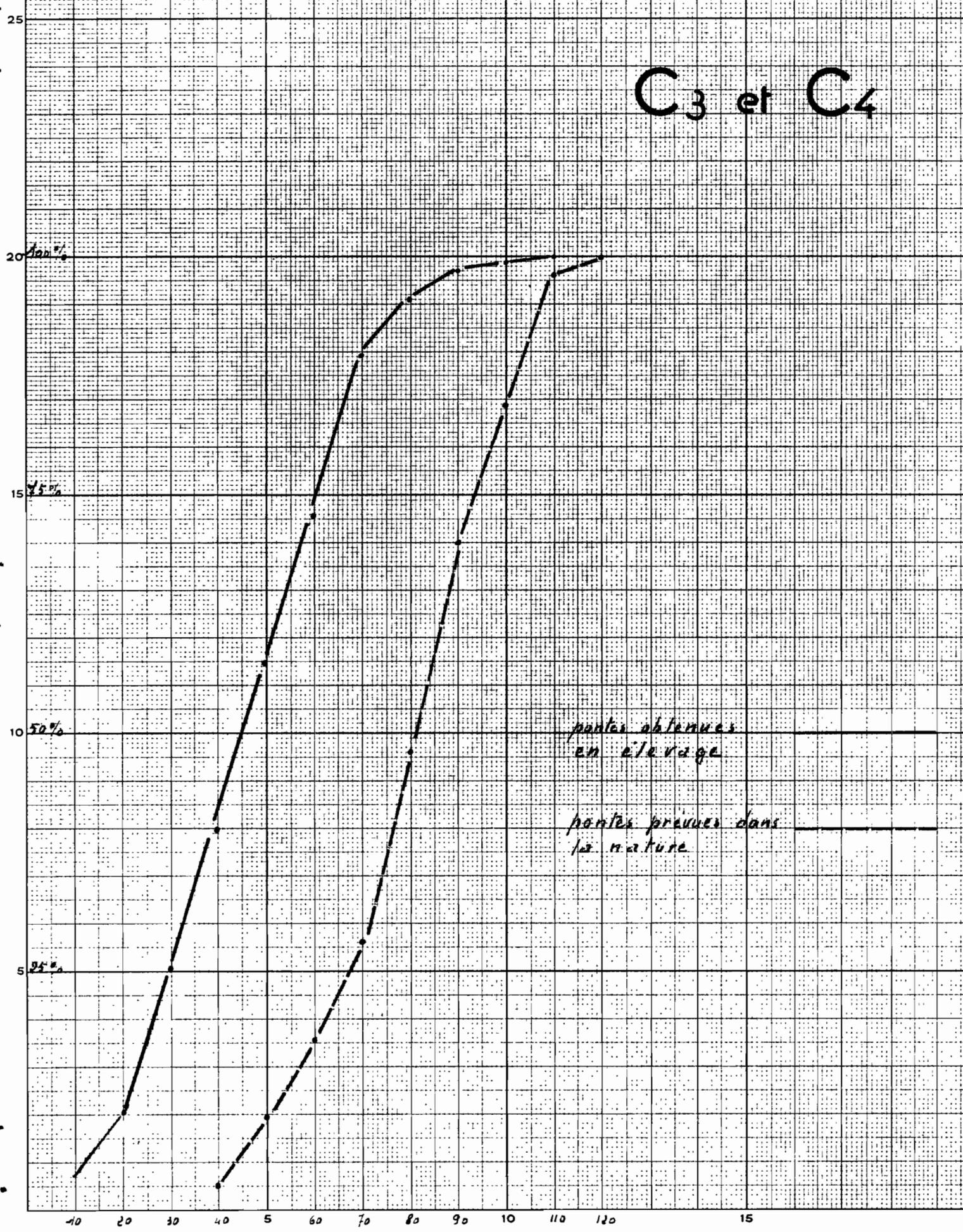
##### a) Durée de maturation des oeufs fécondés

Elle varie légèrement suivant la saison : 7 à 11 jours pendant la saison des pluies (janvier à juin) et 8 à 14 jours en saison sèche (juin à octobre). Nos résultats sont en effet les suivants :

1° en saison des pluies (170 pontes) :

Nombre de pontes	Durée des oeufs
22	7 jours
60	8 "
54	9 "
30	10 "
4	11 "

# C<sub>3</sub> et C<sub>4</sub>



*pentes obtenues  
en élevage*

*pentes prévues dans  
la nature*

2° en saison sèche (63 pontes) :

Nombre de pontes	Durée des oeufs
3	8 jours
8	9 "
24	10 "
16	11 "
8	12 "
3	13 "
1	14 "

(Cf. les courbes C5 et C6)

b) Durée de la vie nymphale

Pour 72 nymphes isolées en saison des pluies entre 26 et 27°, l'exuviation est intervenue :

au bout de 9 jours pour 15 d'entre elles  
au bout de 10 jours pour 22 d'entre elles  
au bout de 11 jours pour 25 d'entre elles  
au bout de 12 jours pour 10 d'entre elles.

# C5 et C6

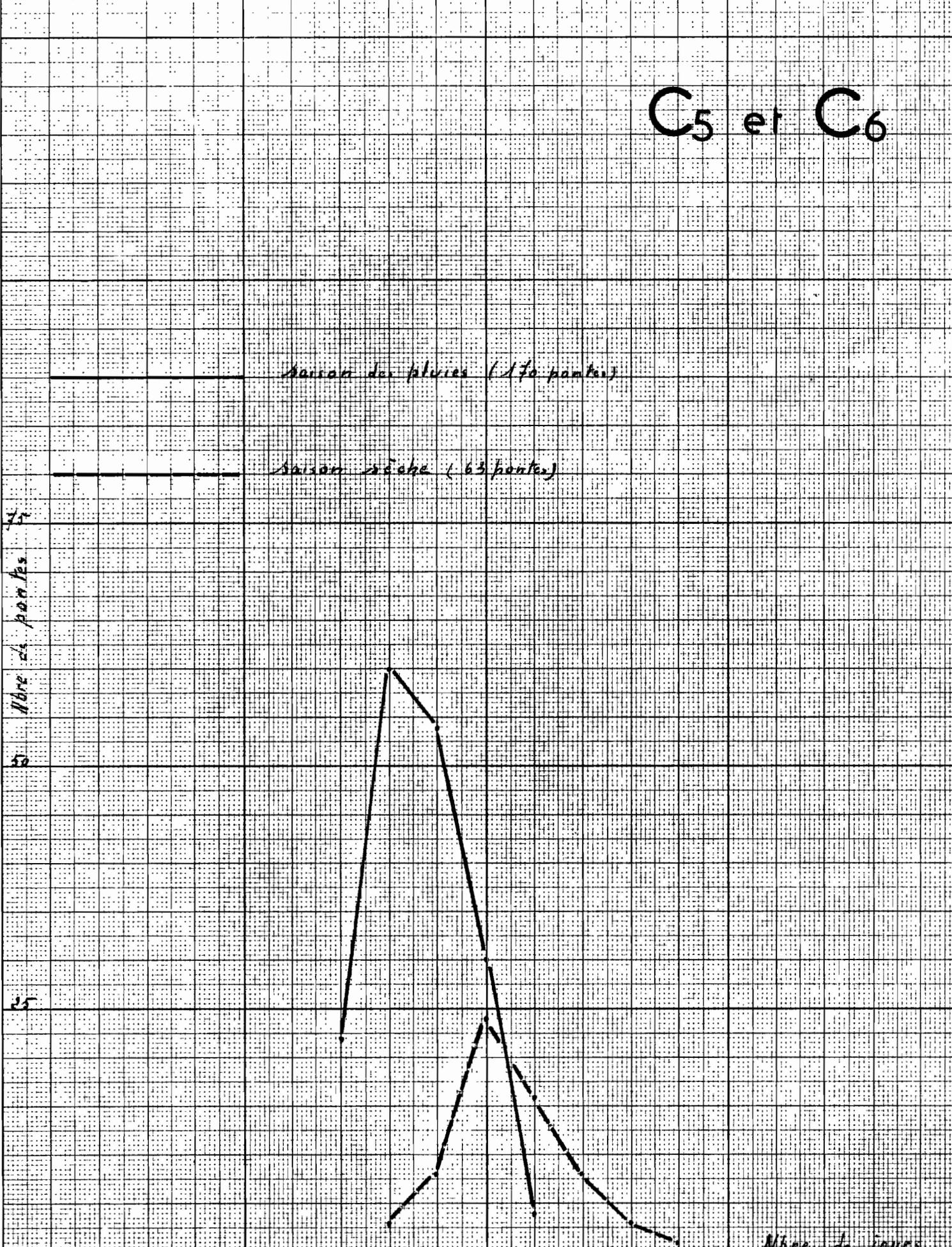
Saison des pluies (170 pontes)

Saison sèche (63 pontes)

Nombre de pontes

Nombre de jours

1 2 3 4 5 6 7 8 9 10 11 12 13 14 15



c) Durée du cycle évolutif (oeuf-adulte)

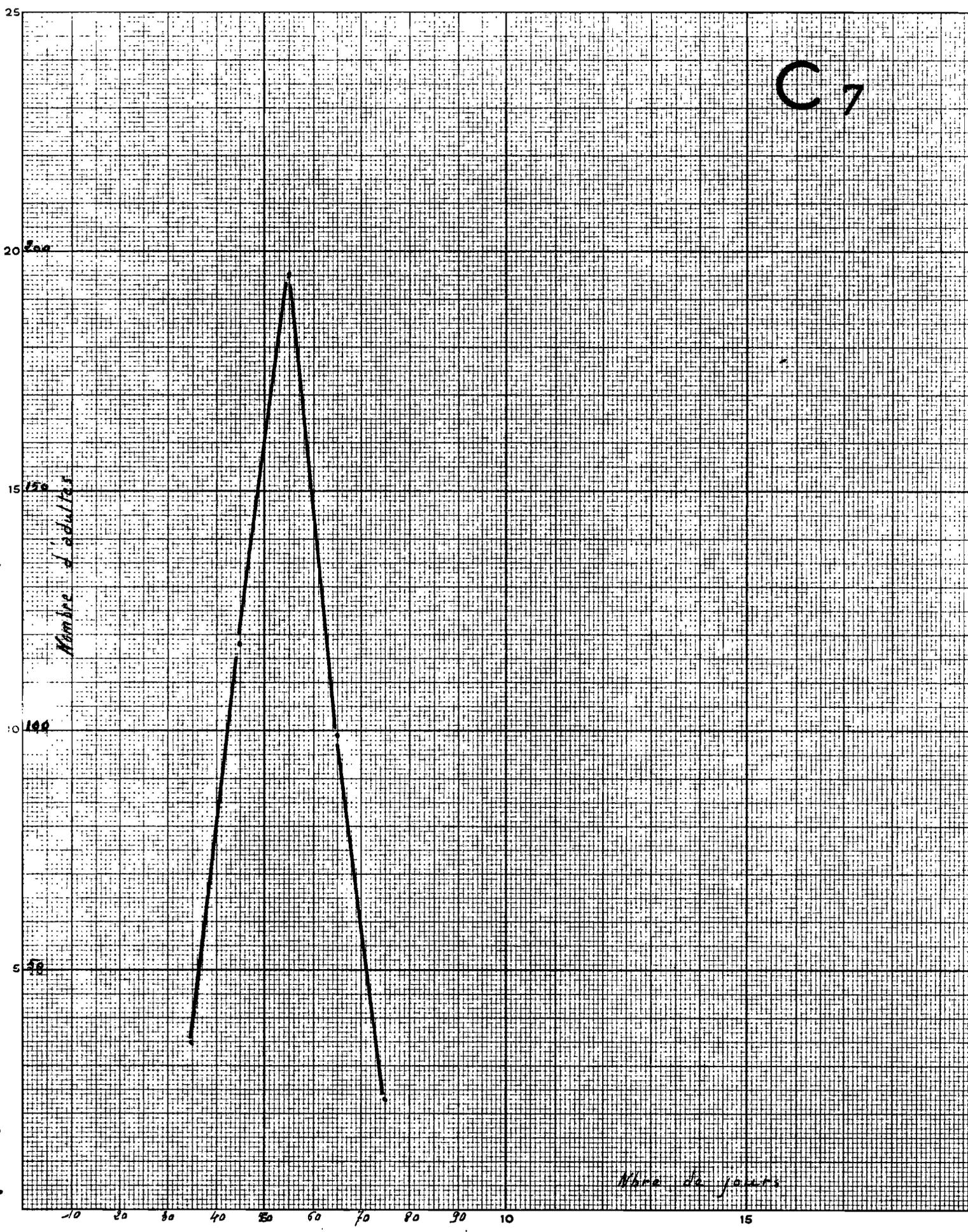
Pour 470 adultes éclos en élevage de janvier à juin (saison des pluies) les résultats ont été les suivants :

Nombre d'adultes	Durée de vie
35 soit 7,44 %	30 à 40 jours
118 " 25,1 %	41 à 50 "
195 " 41,5 %	51 à 60 "
99 " 21,1 %	61 à 70 "
23 " 4,9 %	71 à 80 "

(Cf. la courbe C7).

Dans les conditions d'expérimentation c'est-à-dire de température et d'humidité relative variables, la durée du cycle évolutif peut donc s'étendre de 30 à 80 jours.

C7



Hora de jours

10 20 30 40 50 60 70 80 90 10 15

A titre de comparaison, nous donnons ci-dessous, les résultats obtenus :

1° par ABONNENC, LARIVIERE et YVINEC (1957) avec plusieurs espèces de phlébotomes de la région éthiopienne : en particulier P. schwetzi.

2° par JOHNSON et HERTIG (1961) avec quelques espèces américaines piquant l'homme.

1° Résultats Obtenus par ABONNENC, LARIVIERE et YVINEC.

(Expériences réalisées à différentes températures fixes dans une étuve).

Espèces	T°	Période Ponte-Eclosion (en jours)	Durée totale du cycle évolutif (en jours)
<u>P. freetownensis sudanicus</u> (9 pontes de 17 à 83 oeufs)	23-28°	7	39 à 41
	29-31°	4-5	25 à 30
	28°	5	25 à 34
	20-23°	9-13	62 à 64
<u>P. freetownensis magnus</u> (3 pontes de 17 à 55 oeufs)	27°		42
	28°		25 à 33
	29-30°		24 à 33
<u>P. antennatus occidentalis</u> (3 pontes de 12 à 80 oeufs)	28-30°	4-6	21 à 37
<u>P. dubius</u> (1 ponte de 37 oeufs)	28°	5-8	24 à 38
<u>P. schwetzi</u> (2 pontes de 25 à 31 oeufs)	28°		29 à 31

2° Résultats obtenus par JOHNSON et HERTIG.

Ces auteurs ont mis en évidence l'influence de différences faibles de la température (1 ou 2° en plus ou en moins). Ils ont observé que certaines espèces dans des salles à air conditionné avec une température de 26°5 se développaient beaucoup mieux qu'à 25°5 dans des salles semblables, et que, si les larves se portaient bien à 26°5, l'éclosion des oeufs et le développement larvaire étaient plus satisfaisants à des températures plus élevées.

Aussi, ont-ils modifié les conditions de leur élevage en conséquence :

Les pots avec les oeufs et les larves sont maintenus dans des pièces largement aérées à une température de 26° à 29° avec occasionnellement des montées à 30-31 à midi pendant la saison chaude. Pendant la saison sèche, l'humidité relative varie de 54 à 92 %, pendant la saison humide, elle est supérieure à 90 %.

Quand les adultes commencent à sortir, les pots sont transférés dans une salle à air conditionné avec une température de 26°6 le jour et 27-28°5 la nuit.

Ces auteurs ont obtenu les résultats suivants :

Espèces	Durée totale moyenne du cycle évolutif
:P. sanguinarius F. et H.:	50 jours
:P. gomezi NITZ	34 "
:P. panamensis Dyar	38 "
:P. pessoana Barr	32-38"
:P. ylephiletor F. et H.:	40
:P. trapedoi F. et H.	43-46"

La température semble donc être un des facteurs déterminant de la durée du cycle évolutif.

Il eut été de ce fait plus intéressant pour nous de travailler dans des conditions plus précises et de faire des élevages à différentes températures, mais nos moyens à Brazzaville ne nous le permettent pas encore.

/// O N C L U S I O N

---

Quoiqu'il en soit, si l'on se souvient de la dysharmonie gonotrophique et la longue vie préimaginale de P. mirabilis (G. VATTIER-BERNARD, 1966-1967), les résultats que nous venons d'obtenir, en dépit des mauvaises conditions d'expérimentation, joints à ceux des auteurs précités apportent quelques lumières pour l'étude de la biologie comparée que nous nous proposons de faire prochainement entre phlébotomes épigés et phlébotomes cavernicoles.

- B I B L I O G R A P H I E -

ABONNENC (E.), LARIVIERE (M.) et YVINEC (M.) - 1957

- Observations sur la biologie de quelques Phlébotomes de la région éthiopienne en milieu expérimental.

Ann. Parasit. Hum. Comp., XXXII, 1. 173-184.

HERTIG (M.) et JOHNSON (P.T.) - 1961

- The rearing of Phlebotomus Sandflies (Diptera : Psychodidae) I Technique.

Ann. Ent. Soc. America, 54, 6, 753-763.

JOHNSON (P.T.) et HERTIG (M.) - 1961

- The rearing of Phlebotomus Sandflies (Diptera : Psychodidae).

II Development and Behaviour of Panamian Sandflies in Laboratory Culture.

Ann. Ent. Soc. America, 54, 6, 764-776.

- RAPPORTS RONEOTYPES -

VATTIER-BERNARD (G.) - 1966 - Contribution à l'étude  
biologique des Phlébotomes des grottes  
du Congo-Brazzaville.

VATTIER-BERNARD (G.) - 1967 - Rapport sur l'étude  
biologique de Phlebotomus mirabilis  
PARROT et WANSON, 1939, de la grotte  
de Doumboula (S/Préfecture de Loudima)  
au Congo-Brazzaville.  
(1er août - 23 septembre 1967).

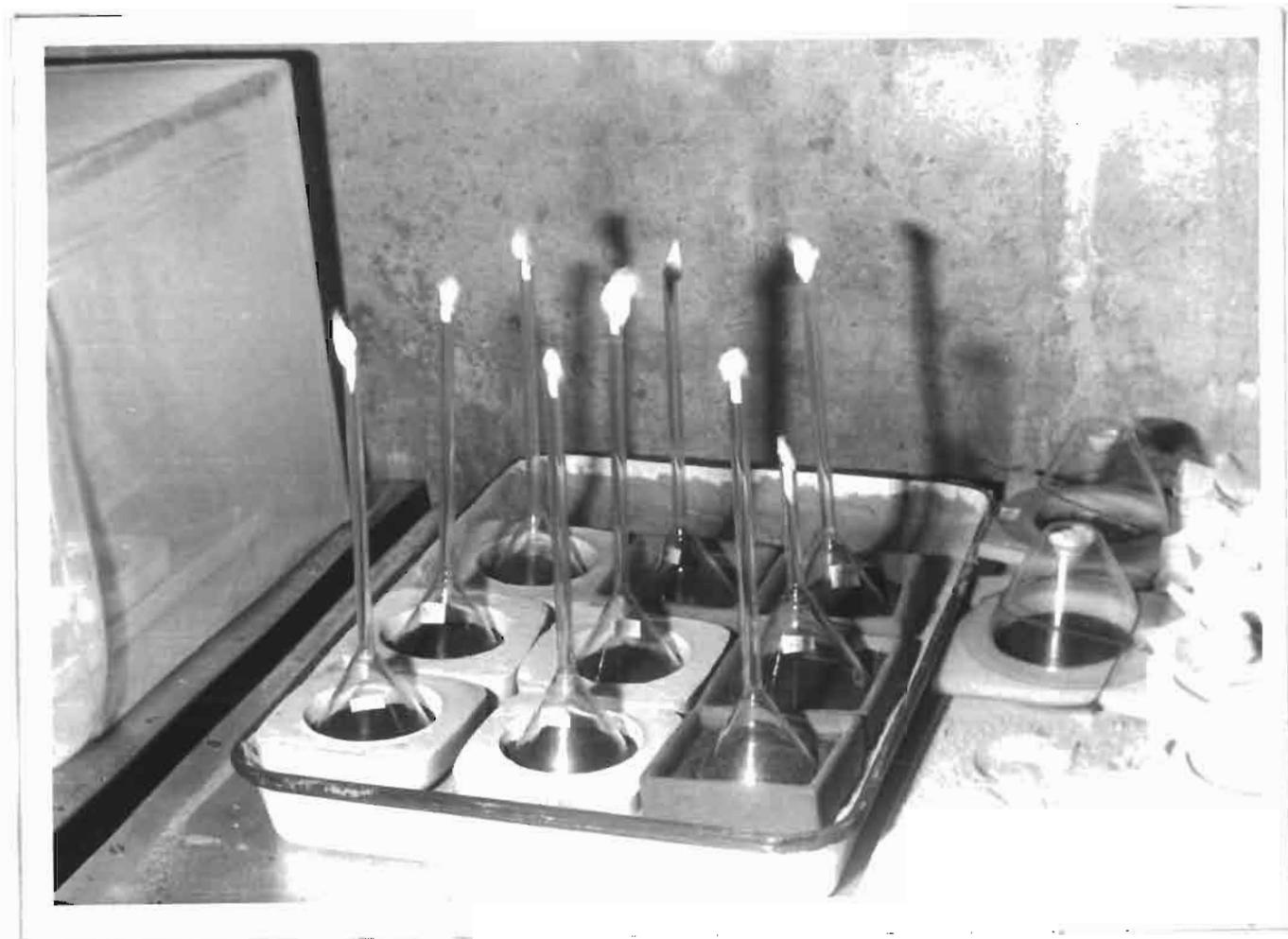


Photo I : Pondoirs en terre poreuse et en plâtre recouverts  
d'un entonnoir en verre pour l'isolement de la  
femelle gorgée. (Photo Bernard GEOFFROY)



Photo 2 : Dans le plateau central, pots en terre poreuse pour l'isolement des femelles gorgées et pondoirs renfermant des nymphes recouverts d'un cône en plastique. (Photo Bernard GEOFFROY)



Photo 3 : Pendoirs contenant oeufs ou larves placés dans une cage en tergal (Photo Bernard GEOFFROY).

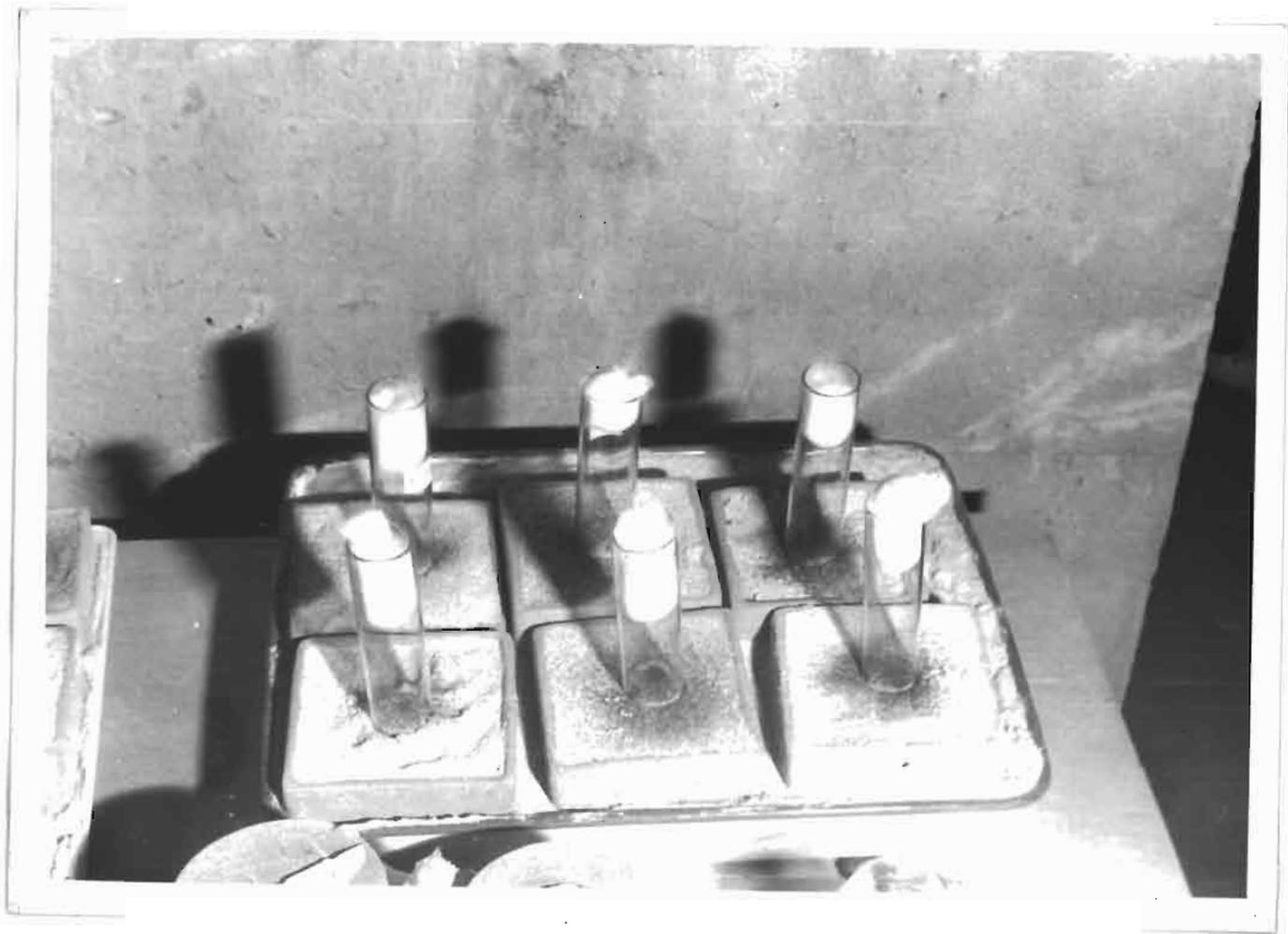


Photo 4 : Dispositif pour l'isolement des nymphes.

(Photo Bernard GEOFFROY)