



L'UTILISATION DE L'ANESTHESIQUE 2-PHENOXYETHANOL SUR *Chrysichthys nigrodigitatus* (LACEPEDE, 1803)

Espoir SOUDE¹, Delphine ADANDEDJAN¹, Arsène F. d'ALMEIDA², Judicaël OSSE¹, Audrey HOUESSO¹, Antoine CHIKOU¹.

1. Université d'Abomey-Calavi, Faculté des Sciences Agronomiques, Laboratoire d'Hydrobiologie et d'Aquaculture (LHA/FSA/UAC), 01 BP 526 Cotonou, Bénin ; chikoua@yahoo.fr, soude.espoir@yahoo.fr
2. Ministère de l'Agriculture de l'Elevage et de la Pêche (MAEP), Direction des Pêches, Cotonou, Bénin.

RESUME

*Les différentes opérations de marquages, de mensuration et de vaccination faites sur les poissons exigent que ces derniers soient immobiles afin de faciliter les manipulations. Les produits anesthésiants viennent donc en réponse à cette exigence et contribuent ainsi à réduire le stress induit et, partant, la mortalité des spécimens. La présente étude a été menée pour évaluer les effets anesthésiants du 2-Phénoxyéthanol (2-PE) sur *Chrysichthys nigrodigitatus*. Le test a consisté à exposer les individus à 9 différentes concentrations de l'anesthésique 2-Phénoxyéthanol (0,2 ; 0,25 ; 0,30 ; 0,35 ; 0,40 ; 0,45 ; 0,50 ; 0,55 et 0,60 mL/L). Les tests ont été réalisés dans des bacs hors sol et les doses choisies ont été testées en duplicat. Un seul poisson est utilisé par bac. A chaque dose, les temps d'induction et de réveil sont chronométrés. Les résultats montrent que le temps d'induction diminue tandis que le temps de réveil augmente au fur et à mesure que la dose de 2-PE augmente. La dose de 0,35 mL/L est appropriée pour endormir efficacement les spécimens de *C.nigrodigitatus* avec un délai d'action moyen d'environ 37 secondes et un temps de récupération moyen de 1,24 minute. Cette étude constitue une base de données pour la domestication de cette espèce à fort intérêt écologique et alimentaire.*



Mots clés : *Chrysichthys nigrodigitatus*, Anesthésique, 2-phénoxyethanol, Pisciculture, stress.

ABSTRACT

The various operations of markings, measurement and vaccination made on fish require that the latter be motionless in order to facilitate handling. The anaesthetic products thus come in response to this requirement and thus contribute to reduce the induced stress and, therefore, the mortality of the specimens. The present study was undertaken to evaluate the anaesthetic effects of the 2-Phénoxyéthanol (2-EP) sur *Chrysichthys nigrodigitatus*. The test consisted in exposing the individuals to 9 various concentrations of the anaesthetic 2-Phénoxyéthanol (0,2; 0,25; 0,30; 0,35; 0,40; 0,45; 0,50; 0,55 and 0,60 mL/L). The tests were carried out in vats except ground and the selected amounts were tested in duplicat. Un only fish is used by vat. With each amount, times of induction and alarm clock are timed. The results show that the time of induction decreases while the time of alarm clock increases as the amount of 2-EP increases. The amount of 0,35 mL/L is adapted to deaden the specimens of *C. nigrodigitatus* avec effectively an average time of action of approximately 37secondes and an average time of recovery of 1,24 minute. This study constitutes a data base for domestication of this species with strong ecological and food interest.

Key words : *Chrysichthys nigrodigitatus*, Anaesthetic, 2-phénoxyethanol, Pisciculture, stress.

1- INTRODUCTION

L'aquaculture d'eau douce est sans conteste la plus ancienne activité de production de ressources aquatiques ; ses premières traces connues remontent à 2500 ans. Le poisson en est le principal produit (Lazard et Oswald, 1996). Ces dernières décennies, des innovations biotechniques majeures ont eu un impact important sur le développement de l'aquaculture d'eau douce dont la maîtrise de la reproduction artificielle, la



connaissance de manière plus approfondie de la biologie de plusieurs espèces, la maîtrise de plusieurs aspects concernant l'amélioration de l'état sanitaire et génétique de nombreuses espèces aquatiques. Nombre de ces progrès ont été possibles par l'utilisation en aquaculture d'un certain nombre de produits dont les anesthésiques. En effet, en pisciculture, l'utilisation des anesthésiques facilite le travail de recherche avec les poissons et est obligatoire par exemple pour les préparations chirurgicales qui exigent que le poisson demeure immobile pendant des périodes prolongées afin de mener des études physiologiques. La sédation au moyen d'anesthésiques est aussi utilisée pour manipuler les animaux lors de certaines procédures comme le transport, le marquage le triage ou la vaccination. Bien que l'on emploie les anesthésiques surtout pour garder les poissons immobiles pendant les manipulations, on les utilise aussi pour réduire le niveau de stress associé à de telles procédures. Ainsi, les anesthésiques primordialement utilisés en médecine dans les années 1840 (Summerfelt and Smith, 1990) sont aussi largement utilisés en aquaculture et en pisciculture en particulier. Au Bénin, de nombreuses recherches sont conduites sur la domestication des espèces locales de la famille des Carotidae (Lalèyè, 1995), des Cyprinidae (Montchowui, 2009), des Mochokidae (Dossou Togbe, 2010; Chikou *et al.*, 2011), des Osteoglossidae et des Schilbeidae (Medenou, 2011; Chikou *et al.*, 2012). Toutes ces études, pour des manipulations diverses sur les poissons, demandent une bonne maîtrise de la dose d'anesthésie qui n'est pas suffisamment définie pour certaines espèces (Chikou, communication personnelle). Ainsi, des expériences restent encore à mener afin de maîtriser l'anesthésie dans l'aquaculture de plusieurs de ces espèces locales en domestication au Bénin. C'est donc pour apporter une solution à cela que ce travail intitulé «Effet de l'anesthésique 2-phénoxyéthanol sur *Chrysichtys nigrodigitatus* (Lacépède, 1803)» a été initié.



L'espèce concernée, *C. nigrodigitatus*, est une espèce de très grands intérêts alimentaires, écologique et économique dont l'introduction effective en pisciculture serait d'une importance capitale pour le Bénin. Le but de l'étude est d'étudier l'efficacité du 2-PE en tant qu'anesthésiant du mâchoiron *C. nigrodigitatus*. De façon spécifique, il s'agira de déterminer la dose du 2-phénoxyéthanol appropriée pour endormir efficacement *C. nigrodigitatus*, d'évaluer les temps d'induction et de réveil et de déterminer les limites d'utilisation du 2-PE pour l'espèce.

2- MATERIEL ET METHODES

2-1 Site d'étude

Les expériences ont été réalisées à l'Unité de Formation et de Recherche en Pisciculture (UFRP) du Laboratoire d'Hydrobiologie et d'Aquaculture (LHA) de l'Université d'Abomey Calavi (UAC). L'UFRP est un centre dont l'objectif principal est de promouvoir le développement de la pisciculture béninoise à travers la formation et la recherche.

2-2 Matériel vivant

Chrysichthys nigrodigitatus plus connu sous le nom local *Djan* (fon et goun) est un poisson très apprécié au Bénin et en Afrique de l'Ouest en général. Les poissons qui ont fait objet d'expérimentation, sont issus du fleuve Ouémé précisément du village Agonlin-Lowé situé dans la vallée de l'Ouémé. Ils sont pêchés au moyen des nasses et ramenés en station de pisciculture. Arrivés sur la station de l'UFRP, ils sont stockés dans des bassins de dimensions (1m x 1m x 0,8 m) ou ils ont été acclimatés sur une période de deux semaines, pesés, et sélectionnés plus tard pour les différentes expériences. Les individus sélectionnés étaient donc ceux qui ont



approximativement les mêmes tailles ($19,11 \pm 2,80$ cm) et poids moyens ($49,57 \pm 1,80$ g) tout en tenant compte de leurs bons aspects physiques extérieurs. Au total, 18 spécimens ont été utilisés lors de l'expérimentation.

2-3 Caractéristiques du 2-phénoxyéthanol

Le phénoxyéthanol de formule chimique $C_8H_{10}O_2$ est un dérivé de l'éthylène glycol qui appartient à la famille des éthers de glycol, il possède un noyau benzénique et une fonction alcool (cf. Figure 1). Le phénoxyéthanol est un liquide huileux, incolore, légèrement visqueux, et de faible odeur aromatique. Il présente une bonne solubilité aqueuse ($2,7$ g/100 mL à 20 °C) et est très soluble dans l'alcool, l'éther, l'acétone, le glycérol, le propylène glycol, les solutions de soude et légèrement soluble dans les huiles minérales (CIR, 1990). Il présente une bonne tolérance aux variations de pH. Par ailleurs, le phénoxyéthanol est un produit stable dans les conditions normales de température et de pression ainsi qu'en présence d'acides et de bases. Il peut réagir vivement avec les oxydants forts, avec risque d'incendie et d'explosion. Les réactions chimiques du phénoxyéthanol sont essentiellement celles d'un alcool oxydé, il forme un aldéhyde et un acide carboxylique. Après une condensation, il engendre des esters ou des éthers, et en présence d'acides forts, la liaison éther peut être hydrolysée. Hormis des réactions de substitution sur le cycle aromatique, le phénoxyéthanol se comporte comme une chaîne aliphatique (Kabara, 1984 cité dans CIR, 1990).

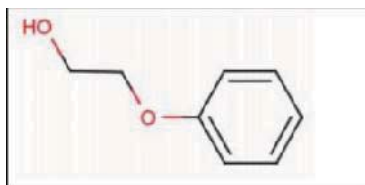




Figure 1 : Structure chimique du phénoxyéthanol 2-4 Critères de choix d'un anesthésique

De manière générale, les anesthésiques sont utilisés dans plusieurs domaines et selon des contextes précis. Ainsi, d'après Markinget Meyer, 1985 ; Summerfeltet Smith, 1990, Un anesthésique idéal pour la pisciculture requiert plusieurs caractéristiques, notamment celles :

- a- d'entraîner une rapide immobilité du poisson (3 minutes ou moins),
- b- de permettre une récupération rapide (5 minutes ou moins),
- c- d'être non toxique pour le poisson et pour l'homme,
- d- d'avoir une grande marge de sécurité,
- e- de permettre un temps d'exposition « raisonnable »,
- f- de ne pas engendrer d'effets cumulatifs suite à des expositions répétées.

Par ailleurs, l'anesthésie doit être biodégradable et avoir des propriétés qui permettent de l'éliminer des tissus à la suite d'une exposition. Il ne doit pas entraîner d'effets persistants au niveau physiologique, immunologique et comportemental qui pourraient réduire les chances de survie du poisson ou créer des interférences lors de mesures ultérieures. L'efficacité en fonction du coût et la disponibilité de l'anesthésique doivent être prises en considération, de même que les effets tels que le moussage qui pourraient diminuer les échanges gazeux dans l'eau et à l'extérieur de l'eau (Ackermann et *al.*,1992)

2-5 Dispositif expérimental

Dans l'optique de déterminer la dose d'anesthésie appropriée et les temps de réveil, les poissons ont été exposés à neuf différentes doses de 2-PE à savoir : 0.2 ; 0.25 ; 0.30 ; 0.35 ; 0.40 ; 0.45 ; 0.50 ; 0.55 et 0.60 mL/L.



Les tests d'anesthésie ont été réalisés dans des bacs en plastique de capacités neuf (09) litres. Trois séries de bacs ont été constituées au total. La première série est constituée de quatre bacs de stockage (SS) qui permettent de garder les poissons lorsque ceux-ci sont pêchés des bassins. La deuxième série est celle des bacs d'anesthésie (SA) ces bacs de capacités neuf (09) litres aussi, contiennent la solution anesthésiante. Enfin, la dernière série de bacs est celle des bacs de réveil (SR). Il est à noter que un (01) bac a été utilisé par dose de 2-PE testé tant pour l'anesthésie que pour le réveil.

2-6 Protocole expérimental

Deux jours avant les expérimentations, les poissons sont mesurés et pesés par espèces afin de sélectionner ceux qui ont les mêmes tailles et poids moyens et ils sont séparés dans différents bassins. Le jour de l'expérience, les poissons sont pêchés à l'aide de l'épuisette dans des bacs de stockage. Ensuite l'eau à utiliser pour l'expérience est recueillie dans des seaux en plastique. Cette eau provient des robinets de la ferme alimentés par un château d'eau présent sur la ferme de la Faculté des Sciences Agronomiques de l'Université d'Abomey-Calavi. Une fois l'eau recueillie, les paramètres physico-chimiques de cette eau tels que la température et le pH sont prélevés respectivement à l'aide du thermomètre et du pH-mètre. Par la suite, la solution anesthésiante est préparée selon la dose à tester. Cette solution est faite d'un mélange minutieux de 2-PE (anesthésique) et de deux litres (2 L) d'eau. Ainsi, quand on doit tester la dose de 0,4 mL/L par exemple, on prélève 0.8 mL de 2-PE. Il est à noter que pour chaque dose, un (01) spécimen est testé. Alors, une fois le mélange fait le poisson est transféré à l'aide d'une épuisette du sceau de stockage (SS) vers celui contenant la solution anesthésiante (SA). Une fois dans la solution, il y est laissé les différentes phases d'anesthésie sont observées et chronométrées. Le



poisson est par la suite rapidement transféré vers le bac de réveil contenant 2 L d'eau simple. A ce niveau aussi, il est observé et les différents stades de son réveil sont chronométrés.

Il faut signaler qu'une reprise de l'expérience a été faite pour chacune des 9 doses testées. Ce qui fait que pour chaque espèce, dix-huit (18) spécimens ont été testés au total.

2-7 Analyse des données

Les courbes et tableaux présentant l'évolution des paramètres physico-chimiques et des différents temps observés ont été réalisés au moyen d'un tableur Excel. Des tableaux de synthèse des moyennes, des minima, des maxima et des écart-types des différents paramètres ont été présentés. Les tests d'Anova 1 ont permis de comparer les différentes moyennes à l'aide du logiciel Statview (version 5.1). Le seuil de signification est de 5%.

3- RESULTATS

3-1 Paramètres physico-chimiques

Le pH et la température sont des paramètres très importants qui agissent sur l'efficacité des anesthésiques. Le tableau ci-dessous renseigne sur les moyennes de la température et du pH pour les deux essais (E1 et E2) réalisés.

Tableau1 : Tableau des moyennes des températures et du pH.

Expériences	Moyenne de températures (°C)	Moyenne de pH
E1	29,15±0,21 a	4,66±0,09
E2	29,00±0,15 a	5,06±0,40
Moyenne	29,07±0,18	4,86±0,24



On note que dans ce tableau 1, pour les deux expériences, les moyennes de la température, sont respectivement : 29,15 (E1) et 29,00 (E2) et celle du pH sont : 4,66 (E1) et 5,06 (E2). Il ressort de ce tableau que les différences de température et de pH lors des expériences ne sont pas significatives ($p \geq 0,05$) au point d'influer sur les caractéristiques observées au cours de l'expérimentation. On conclut donc que l'expérience s'est déroulée dans des conditions assez identiques.

3-2 Description des différentes phases d'anesthésie et de réveil

Plusieurs caractéristiques ont été observées chez les poissons pour chaque étape de l'expérimentation. Ainsi, en ce qui concerne l'anesthésie, les temps mis par les poissons pour atteindre les stades d'endormissement ont été chronométrés. Ces stades sont caractérisés d'une part, par une légère perte de l'équilibre et le début de la nage sur un flanc (Temps de Perte Partielle de l'Equilibre) et d'autre part, par l'arrêt de toute activité de nage et des mouvements corporels mais une persistance des mouvements operculaires suivis du repos au fond du seau d'anesthésie (Temps de Perte Totale de l'Equilibre).

En ce qui concerne le réveil, les durées chronométrées correspondent aux temps mis par les poissons pour effectuer leur premier mouvement une fois qu'ils ont été placés dans le seau de réveil (Temps de Retour Partielle à l'Equilibre) puis le démarrage normal de toute activité de nage (Temps de Retour Total à l'Equilibre). Le tableau (tableau 2) ci-dessous récapitule les différents stades ci-dessous énumérés.

Tableau2 : Tableau récapitulatif des différents stades d'anesthésie et du réveil de *C.nigrodigitatus*.

Doses	Stades			
	TPPE (min)	TPTE (min)	TRPE (min)	TRTE (min)



(en mL)				
0,20	1,00	1,15	0,30	0,45
0,25	0,32	0,53	0,39	1,10
0,30	0,28	0,42	0,45	1,20
0,35	0,24	0,37	0,47	1,24
0,40	0,17	0,26	0,59	1,38
0,45	0,14	0,22	1,13	2,06
0,50	0,13	0,19	1,34	2,29
0,55	0,12	0,16	2,05	2,47
0,60	0,9	0,13	2,28	3,19
Moyenne des moyennes	0,36	0,37	1,00	1,71

Le tableau 2 ci-dessous présente la moyenne des temps des différents stades d'anesthésie et de réveil observés. On remarque de ce tableau que, au fur et à mesure que la dose de 2-PE augmente le TPPE et le TPTE diminuent pendant que le TRPE et le TRTE augmentent.

3-3 Relation entre TPTE, TRTE et dose de 2PE

Les principaux stades observés lors de l'expérience, sont les stades du TPTE et de TRTE. La figure 2 ci-dessous présente la relation existante entre ces différentes phases et la dose d'anesthésie.

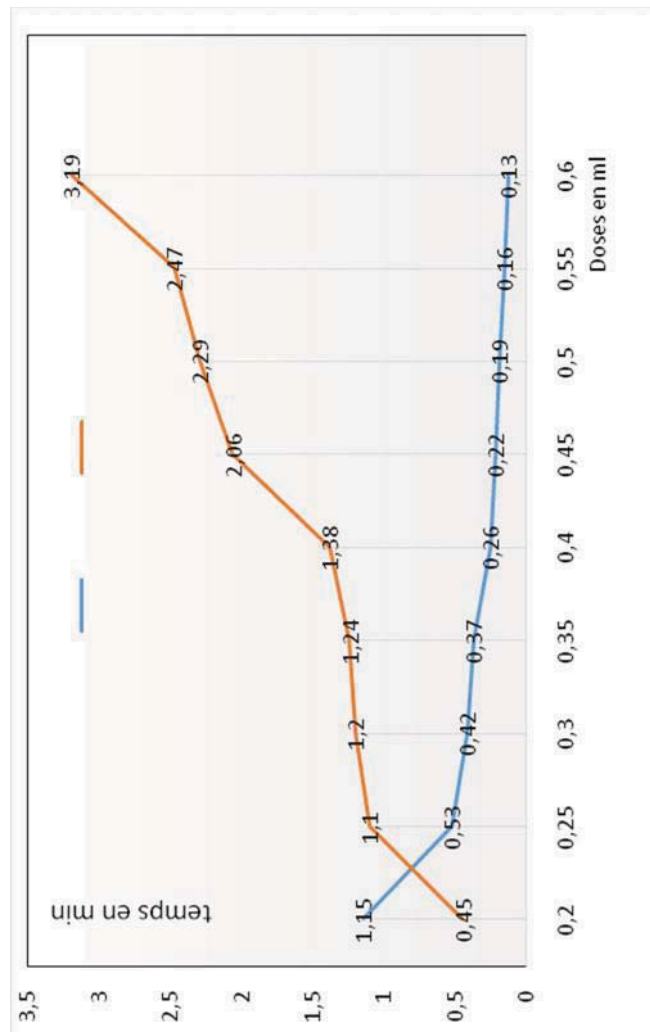


Figure 2 : Evolution du TPTE et du TRTE en fonction de l'augmentation des doses.

De cette figure, on remarque qu'au fur et à mesure que la courbe matérialisant la moyenne des TPTE (bleu) décroît



pendant que celle matérialisant la moyenne des TRTE (rouge) croit. Autrement dit, plus la dose d'anesthésie augmente, le poisson s'endort très vite et met plus de temps à se réveiller.

3-4 Déduction du temps d'exposition léthal des différentes doses testés

Des études réalisées sur le 2-PE en tant qu'anesthésique pour un certain nombre d'espèces révèlent que les doses efficaces de cet anesthésiques se situent entre 0,2 et 0,6 mL (Kaminskiet *al.*, 1997, 1998; Basaran *et al.*, 2007; Ross et Ross, 2008). Cependant il est à noter que ces doses de 0,2 à 0,6 qui ont fait l'objet de la présente étude, peuvent se révéler létale aux poissons en fonction du temps que ces derniers passent dans la solution anesthésiante. Le tableau ci-dessous résume les temps au bout desquels on peut assister à la mort des spécimens en fonction de la dose.



Tableau 3 : Temps d'exposition létal en fonction de la dose de 2-PE.

Moy. Tps d'exp. (min)	0,20	0,25	0,30	0,35	0,40	0,45	0,50	0,55	0,60
3	*	*	*	*	*	*	*	*	*
6	*	*	*	*	*	*	*	*	*
9	*	*	*	*	*	*	*	*	*
12	*	*	*	*	*	*	*	*	Mort
15	*	*	*	*	*	*	Mort	Mort	+
18	*	*	*	*	*	Mort	+	+	+
20	*	*	*	*	Mort	+	+	+	+
23	*	*	*	*	*	+	+	+	+
26	*	*	*	Mort	+	+	+	+	+
29	*	*	*	+	+	+	+	+	+
32	*	*	*	+	+	+	+	+	+
35	*	*	Mort	+	+	+	+	+	+
38	*	*	+	+	+	+	+	+	+
41	*	Mort	+	+	+	+	+	+	+
44	Mort	+	+	+	+	+	+	+	+

On remarque de ce tableau que plus la dose de 2-PE est faible, plus le temps au bout duquel on assiste à la mort du poisson est élevé et cela décroît progressivement plus la dose augmente. Par ailleurs, on constate que même à une faible dose de 0,20 mL, on peut assister à la mort du poisson ; cela est fonction du temps que ce dernier passe dans la solution anesthésiante.

3-5 Déduction de la dose efficace pour l'anesthésie de *C.nigrodigitatus*.

Doses	Moy. des TPTE	Moy. des TRTE
D1	1,15	0,45
D2	0,53	1,10
D3	0,42	1,20
D4	0,37	1,24



D5	0,27	1,38
D6	0,23	2,06
D7	0,19	2,29
D8	0,16	2,47
D9	0,14	3,19

Lorsqu'on se réfère aux critères d'anesthésie et de réveil appropriés cités plus haut, on remarque d'une façon générale que les différentes doses testées semblent répondre à ces critères pour. Cependant compte tenu aussi des opérations à faire sur les poissons et pour leurs assurer un bon rétablissement après la sédation, on peut dire ici que l'idéal serait de prendre des doses qui n'amènent pas le poisson à se réveiller au-delà de deux (02) minutes tout en tenant compte du temps d'induction qui ne doit pas être très long non plus.

On conclut donc que la dose de 0,35 mL est appropriée pour endormir efficacement *C.nigrodigitatus*.

3-6 Mortalités

Quelques cas de mortalités ont été enregistrés Cet état de chose serait certainement dû à des effets post-opératoires du 2 PE pour les plus fortes doses testées. C'est dire que les individus morts seraient certainement ceux traités avec les plus fortes doses.

4- DISCUSSION

Les observations faites au cours de l'expérimentation ont été obtenues dans des conditions assez identiques du point de vue pH et température. Selon de nombreux travaux scientifiques dans ce domaine, les deux paramètres physico-chimiques, précédemment cités, ont souvent une influence déterminante dans la réaction à l'anesthésique (Anderson *et al.*,1997; Ackerman P.A, 1992 ; Gilderhus et Marking, 1987). Ainsi les



conditions identiques par ailleurs, les études sur l'anesthésie des espèces de poisson-chat du Bénin, sont très limitées et presque inexistantes. Cependant la valeur obtenue (0,35 mL/L) est comparable à celle obtenue par Basaran *et al.* (2007) pour *Dicentrarchus labra* et Milongas *et al.* (2005) avec pour la même espèce. Par contre, ces valeurs sont différentes de celles obtenues par Montchowui *et al.* (2009) pour *Labeo parvus* (0,6 mL/L), Weber *et al.* (2009) pour *Solea senegalensis* (0,6 mL/L) et par Tsantilas *et al.* (2006) pour *Diplodus sargus*.

5- CONCLUSION

Les résultats issus de l'expérience réalisée, nous ont permis entre autres, de connaître de manière plus approfondie le rôle et l'importance de l'anesthésie en Pisciculture ; les facteurs clés qui influencent l'anesthésie chez les poissons ; les Doses de 2-phénoxyéthanol appropriées pour la sédation de cette espèce de poisson chat ; etc. De cette étude, il ressort que le 2-PE agit sur les espèces selon plusieurs critères Par ailleurs, le 2-phénoxyéthanol est un anesthésiant satisfaisant mais nécessite, comme tous les anesthésiants chimiques, la prise au préalable de certaines précautions de sécurité avant l'utilisation. Toutefois, quelques observations ont été faites et amène à dire que les informations recueillies à la fin de cette expérimentation restent limitées et nécessitent d'être complétées : Nous suggérons donc :

- De diriger aussi ces recherches vers l'utilisation d'autres anesthésiques qui semble être plus efficaces et moins dangereux tant pour les poissons que pour les utilisateurs,
- D'étendre les recherches afin de voir l'influence effective du 2-PE sur les poissons selon certains caractères précis tels que la taille, le sexe, le poids, et les conditions environnementales telles que la température,



- De faire des recherches plus approfondies afin de connaître les effets physiologiques post-anesthésie qu'induit le 2-PE

6- REFERENCES

1. Ackerman P.A. (1992). Les anesthésiques
2. ANDERSON W.G., MCKINLEY R. S. & COLAVECCHIA M. (1997). The use of clove oil as an anesthetic for Rainbow trout and its effects on swimming performance.
3. BASARAN, F.; SEN, H.; KARABULUT, S., (2007). Effects of 2-phenoxyethanol on survival of normal juveniles and malformed juveniles having lordosis or nonfunctional swim bladders of European sea bass.
4. CHANSEAU M., BOSCH S., GALIAY E., OULES G., (2001). L'utilisation de l'huile de clou de girofle comme anesthésique pour les smolts de saumon atlantique (*salmosalar.*) et comparaison de ses effets avec ceux du 2-phenoxyethanol.
5. CHIKOU, A. (2006). Etudes de la démographie et de l'exploitation halieutique de six espèces de poissons-chats (Teleostei, Siluriformes) dans le delta de l'Ouémé au Bénin. Thèse de doctorat, ULg, 459p.
6. DEACON, N., WHITE, H., et HECHT, T. (1997). Isolation of the effective concentration of 2-Phenoxyethanol for anaesthesia in the spotted grunter (*Pomadyscommersonii*), and its effect on growth.
7. GILDERHUS, P. A.; MARKING, L. L., (1987). Comparative efficacy of 16 anaesthetic chemicals in rainbow trout. N. Am. J. Fish. Manage. 7, 288–292.
8. GOSSET C., RIVES J., (2004) . Anesthésie et procédures chirurgicales pour l'implantation de radios émetteurs dans la cavité ventrale de truites communes adultes (*salmo trutta*).



9. HSEU, J. R.; YEH, S. L.; CHU, Y. T.; TING, Y. Y., (1996). Influence of the anaesthetic, 2-phenoxyethanol, on haematological parameters of black porgy (*Acanthopargus schlegeli*).
10. HSEU, J. R.; YEH, S. L.; CHU, Y. T.; TING, Y. Y., (1997). Differentanaesthetic effects of 2-phenoxyethanol on four species of teleost.
11. KAMINSKI, R.; MYSZKOWSKI, L.; WOLNICKI, J.; (2001). Response to 2-phenoxyethanol in juvenile *Vimbavimba* (L.). Arch. Pol. Fish.
12. LALEYE, P. (1995). Ecologie comparée de deux espèces de *Chrysiichthys*, poissons Siluriformes (Claroiteidae du complexe lagunaire lac Nokoué-Lagune de Porto-Novo au Bénin.199p. Thèse de Doctorat en science U.Lg.; Belgique.
13. MONTCHOWUI, E., BONOU, C.A., LALEYE, P., PHILIPPART, J.C., PONCIN, P. (2011). Successful artificial reproduction of the Africancarp : *Labeo parvus* Boulenger, 1902 (Pisces : Cyprinidae). International Journal of Fisheries and Aquaculture.
14. MONTCHOWUI, E., LALEYE, P., PHILIPPART, J. C., PONCIN, P. (2007). Biologie de la reproduction de *Labeo parvus* Boulenger, 1902 dans le bassin du fleuve de l'Ouest au Bénin.
15. ROSS, L. G.; ROSS, B., (2008). Anaesthetic and sedative techniques for aquatic animals. Blackwell Publishing, Oxford, p. 222.
16. SEREZLI R., BASARAN F., GUNGOR C. et MUHTAROGLU A., (2011). Effects of 2-phenoxyethanol anaesthesia on juvenile meagre (*Argyrosomus regius*).
17. Serezli, R.; Okumus, I.; Akhan, S., (2005). Anaesthetics in aquaculture.
18. TSANTILAS, H.; GALATOS, A. D.; ATHANASSOPOULOU, F.; PRASSINOS, KOUSOULAKI, K., (2006). Efficacy of 2-



- phenoxyethanol as an anaesthetic for two size classes of white sea bream.
19. TURBLIN V (2004)., Le marché des anesthésiques en pisciculture française.
 20. UGWEMORUBONG UJAGWUNG GABRIEL, OJO ANDREW Akinrotimi, (2011). Management of Stress in Fish for Sustainable Aquaculture.
 21. VAUGHAN D.B., PENNING M.R et. CHRISTISON K.W, (2008). 2-Phenoxyethanol as anaesthetic in removing and relocating 102 species of fishes representing 30 families from Sea World to Ushaka Marine World, South Africa.
 22. VELÍŠEK, J. et SVOBODOVA, Z. (2004). Anaesthesia of Common Carp (*Cyprinus carpio* L.) with 2-phenoxyethanol: Acute toxicity and effects on biochemical blood profile.
 23. VELISEK, T. WLASOW, P. GOMULKA, Z. SVOBODOVA, NOVOTNY L., (2007). Effects of 2-phenoxyethanol anaesthesia on sheatfish (*Silurus glanis* L.).
 24. VELÍŠEK, Z. SVOBODOVÁ, PIAČKOVÁ V., (2007). Effects of 2-Phenoxyethanol anaesthesia on haematological profile on common carp (*Cyprinus carpio*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*).
 25. WEBER, R. A.; PELETEIRO, J. B.; GARCÍA-MARTÍN, L. O.; ALDEGUNDE, M. (2009). The efficacy of 2-phenoxyethanol, metomidate, and clove oil.