

SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

**LA CARPE CHINOISE HERBIVORE
(*CTENOPHARYNGODON IDELLA VAL.*)**

**BIOLOGIE, AQUACULTURE
& CONTRÔLE DE LA VÉGÉTATION AQUATIQUE**

Décembre 2001

Denys JEANDRAIN
Université de Liège

Table des matières

1. BIOLOGIE DE LA CARPE CHINOISE HERBIVORE (<i>CTENOPHARYNGODON IDELLA</i>).....	4
1.1. SYSTÉMATIQUE	4
1.2. RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE	4
1.3. REPRODUCTION DANS LE MILIEU NATUREL	5
1.4. DÉVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE ET LARVAIRE	7
1.4.1. <i>Stade embryonnaire</i>	7
1.4.2. <i>Stade proto-larvaire</i>	7
1.4.3. <i>Stade méso-larvaire</i>	8
1.4.4. <i>Stade post-larvaire</i>	8
1.4.5. <i>Stade juvénile</i>	8
1.4.6. <i>Stade adulte</i>	11
1.4.7. <i>Régime alimentaire</i>	11
1.4.8. <i>Aspect qualitatif</i>	11
1.4.8.1. Opportunisme alimentaire	11
1.4.8.2. Préférence alimentaire.....	14
1.4.9. <i>Aspect quantitatif</i>	15
1.5. CROISSANCE (MILIEU NATUREL).....	16
2. AQUACULTURE.....	17
2.1. GESTION DU STOCK DE GÉNITEURS	17
2.2. REPRODUCTION ARTIFICIELLE	18
2.3. PRODUCTION D'INDIVIDUS STÉRILES (TRIPLOÏDISATION)	21
2.4. ELEVAGE LARVAIRE	23
2.5. GROSSISSEMENT.....	24
2.6. PATHOLOGIE (JHINGRAN & PULLIN, 1988).....	27
2.7. TRANSPORT	28
3. UTILISATION DE <i>C. IDELLA</i> DANS LE CONTRÔLE DE LA VÉGÉTATION AQUATIQUE	31
3.1. DENSITÉ DE STOCKAGE	31
3.2. LIMITES DE LA TECHNIQUE	32
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	34

Liste des tableaux

Tableau 1.1: Gamme de tolérance de la carpe herbivore, <i>C. idella</i> à différents facteurs physico-chimiques.	4
Tableau 1.2 : Introduction de la carpe chinoise en Afrique	5
Tableau 1.3 : Plantes aquatiques représentatives des habitudes alimentaires des juvéniles de carpes herbivores, <i>Ctenopharyngodon idella</i> (Shireman et Smith, 1983).	12
Tableau 1.4: Ordre approximatif de préférence de différentes plantes consommées par la carpe herbivore, <i>Ctenopharyngodon idella</i> (d'après Cross, 1969).	14
Tableau 1.5 : Ordre de préférence de différentes macrophytes aquatiques consommées par la carpe herbivore, <i>Ctenopharyngodon idella</i> (d'après Wiley <i>et al.</i> , 1986).	14
Tableau 1.6: Consommation journalière de différentes macrophytes aquatiques par des carpes herbivores, <i>C. idella</i> de différentes tailles (Mehta <i>et al.</i> 1976):	16
Tableau 2.1 : Synthèse de quelques hormones utilisées et les doses préconisées pour la reproduction induite de la carpe herbivore (<i>C. idella</i>).	18
Tableau 2.2 : Croissance et survie de larves de carpes herbivores nourries avec différents types d'aliment. Les longueurs contenant les lettres identiques ne sont pas significativement différentes au seuil 5%)	24
Tableau 2.3 : Croissance de carpes herbivores mâles et femelles élevées en étang en Malaisie à 28 – 32°C (Hickling, 1960).	26
Tableau 2.4 : Effet de la densité d'élevage sur la croissance de la carpe herbivore, <i>C. idella</i> , élevée en étang (élevage extensif) durant 99 jours (Kilgen et Smitherman, 1971).....	27
Tableau 2.5 : Nombre de carpes herbivores (larves et petits juvéniles) pouvant être transportées dans des sacs en polyéthylène de 50 litres contenant 20 litres d'eau et 30 litres d'oxygène (Berka, 1986).	29
Tableau 2.6 : Nombre de carpes herbivores (larves et petits juvéniles) pouvant être transportées dans des sacs en polyéthylène contenant 30 litres d'eau et 30 litres d'oxygène (Berka, 1986).	29
Tableau 2.7 : Données sur le transport en sac polyéthylène de carpes herbivores, <i>C. idella</i> de 11 g à 20°C pour une durée de 24 heures.....	29
Tableau 2.8 a et b : Données sur la survie de gros géniteurs de carpes herbivores, <i>Ctenopharyngodon idella</i> , transportés dans des sacs en polyéthylène (Berka, 1986).....	30
Tableau 2.9 : chiffres indicatifs pour le transport pendant 5 à 20 heures de carpes herbivores, <i>C. idella</i> pesant en moyenne 1000 g stockées en cuve convenablement alimentée en oxygène (Berka, 1986).	31
Tableau 3.1 : Relation entre le poids individuel de <i>C. idella</i> et la densité de population nécessaire pour lutter contre les plantes aquatiques submergées et flottantes aux Pays-Bas (Zonneveld & Van Zon, 1985 <i>In</i> Redding & Milden, 1993)	32
Tableau 3.2: Exemple de lutte contre la végétation aquatique au moyen de carpes herbivores, <i>Ctenopharyngodon idella</i>	32

Liste des figures

Figure 1.1 :	Fécondité absolue de la carpe chinoise herbivore <i>C. idella</i> en fonction du poids corporel sans viscères (kg) (d'après Gorbach, 1972)	6
Figure 1.2 :	Développement embryonnaire de la carpe herbivore, <i>Ctenopharyngodon idella</i> (d'après Aliev In Antalfi et Tolg, 1972)	9
Figure 1.3 :	Développement proto-larvaire de la carpe herbivore, <i>Ctenopharyngodon idella</i> (d'après Aliev In Antalfi et Tolg, 1972)	9
Figure 1.4 :	Développement méso-larvaire de la carpe herbivore, <i>Ctenopharyngodon idella</i> (d'après Aliev In Antalfi et Tolg, 1972)	10
Figure 1.5 :	Stades post-larvaire (a, d'après Soin, 1963 In Fisher et Lyakhnovich, 1973) et juvénile (b, d'après Soin et Sukhanova, 1972) de la carpe herbivore, <i>Ctenopharyngodon idella</i> . 10	
Figure 1.6 :	Proportion de végétaux consommés par des post-larves et petits juvéniles de carpe herbivore, <i>C. idella</i> (d'après Sobolev, 1970)	13
Figure 1.7 :	Exemple de dépendance du niveau d'ingestion (=Consumption) de macrophytes aquatiques (% du poids vif par jour = % Bw. d ⁻¹) avec la température (°C) chez des hybrides F1 de <i>Ctenopharyngodon idella</i> (femelle) et <i>Hypophthalmichthys nobilis</i> (mâle). (d'après Wiley <i>et al.</i> , 1986)	15
Figure 1.8 :	Croissance en longueur de la carpe herbivore <i>Ctenopharyngodon idella</i> en milieu naturel (bassin du fleuve Amour, Leninskoe, 1959) (d'après les données de Gorbach, 1961).	16
Figure 1.9:	Croissance de carpe herbivore <i>C. idella</i> , dans deux lacs de Floride (Shireman <i>et al.</i> 1980 et Shireman et Maciena, 1980)	17
Figure 2.3 :	Histogramme illustrant la distribution des fréquences de volume des noyaux des cellules érythrocytaires chez 500 carpes herbivores diploïdes et 500 triploïdes. L'étoile au sommet de l'histogramme représente le volume moyen pour les diploïdes (10,06) et pour les triploïdes (14,82) (Wattendorf, 1986).	22
Figure 2.4 :	Elevage larvaire intensif de <i>C. idella</i> en cage à haute densité et à 23-25°C (d'après Huisman, 1979)	23
Figure 2.5 :	Croissance de juvéniles de <i>C. idella</i> en étang (d'après Alabama Department of Conservation, 1966 In Shireman & Smith, 1983).....	25
Figure 2.6 :	Croissance de la carpe herbivore en étang en Inde (Mehta <i>et al.</i> , 1976).....	25
Figure 2.7 :	Croissance de la carpe herbivore, <i>C. idella</i> en étang en Arkansas (Stevenson, 1965). 26	

1. BIOLOGIE DE LA CARPE CHINOISE HERBIVORE (*CTENOPHARYNGODON IDELLA*)

1.1. Systématique

La carpe chinoise, *Ctenopharyngodon idella* (Cuvier & Valenciennes, 1844) appartient à l'ordre des Cypriniformes, sous-ordre des Cyprinoidei, famille des Cyprinidae, sous-famille des Cyprininae. Elle représente l'unique espèce (*idella*) du genre *Ctenopharyngodon*.

Les synonymes de *Ctenopharyngodon idella* sont :

- *Ctenopharyngodon idellus*, Valenciennes 1844
- *Ctenopharyngodon laticeps*, Steindachner 1866
- *Leuciscus idella*, Valenciennes 1844
- *Leuciscus idellus*, Valenciennes 1844
- *Leuciscus tschiliensis*, Basilewsky 1855
- *Pristiodon siemionovii*, Dybowski 1877
- *Sarcocheilichthys teretiusculus*, Kner 1867

Les différents noms vernaculaires habituellement utilisés pour nommer cette espèce sont : en français : carpe chinoise herbivore, amour blanc, carpe amour, carpe des roseaux et en anglais : white amour et grass carp ; ce dernier étant le terme le plus fréquemment utilisé. Il existe bien sûr une multitude d'autres termes pour nommer cette espèce principalement à cause de sa répartition mondiale suite aux nombreuses introductions.

1.2. Répartition géographique

L'origine géographique de la carpe chinoise herbivore est l'Asie de l'est (Chine et ex-URSS) et en particulier le bassin moyen et inférieur du fleuve Amour. Actuellement, cette espèce est mondialement répandue suite à son intérêt pour l'aquaculture et / ou pour le contrôle de la végétation aquatique. En effet, elle est répertoriée ailleurs en Asie, au Moyen Orient, en Europe, en Amérique du Nord, en Amérique du Sud, en Australie et en Afrique.

Tableau 1.1: Gamme de tolérance de la carpe herbivore, *C. idella* à différents facteurs physico-chimiques.

Facteurs physico-chimiques	valeur	Remarques
Température	16-40°C	Gamme de tolérance pour des larves et juvéniles (Inde ; Singh <i>et al.</i> , 1967, In Shireman & Smith, 1983)
	0°C et 40°C	Températures létales pour des larves (Pologne, Opuszynski, 1967, In Shireman & Smith, 1983)
Oxygène	0,32 – 0,6 mg l ⁻¹	Seuil de tolérance pour des juvéniles de 2-3g (Opuszynski, 1967 In Shireman & Smith, 1983)
	1-28 mg l ⁻¹	Gamme de tolérance pour larves et juvéniles
pH	5,0 – 9,0	

Cette répartition mondiale indique le caractère adaptatif très développé de cette espèce. En effet, on la rencontre aussi bien dans les régions froides (Nord de l'Europe) que chaudes (Afrique, Asie du sud-

est...etc). *C. idella* est une espèce particulièrement résistante aux conditions environnementales extrêmes, par exemple, des juvéniles de 5-7 cm peuvent résister sans trop de problème à une augmentation de la température de l'eau de 4°C à 22°C en 2-3 heures (Custer *et al.*, 1978 In Shireman & Smith, 1983). Le tableau 1.1 indique les gammes de tolérance de cette espèce pour différents paramètres.

En Afrique, *C. idella* est présente à des fins de contrôle de la végétation en Egypte et en Ethiopie, pour l'aquaculture au Kenya, au Nigéria et en Côte d'Ivoire et à la fois pour l'aquaculture et le contrôle de la végétation au Soudan et au Maroc (tableau 1.2).

Tableau 1.2 : Introduction de la carpe chinoise en Afrique

Pays	Année	Objectifs
Egypte	1976	Contrôle de la végétation
Ethiopie	1975	Contrôle de la végétation
Kenya	1970	Aquaculture
Nigéria	1972	Aquaculture
Soudan	1973	Contrôle de la végétation + aquaculture
Côte d'Ivoire	-	Aquaculture
Maroc	-	Contrôle de la végétation + aquaculture

1.3. Reproduction dans le milieu naturel

Durant la période de reproduction, des critères de maturité sexuelle apparaissent à la fois chez les mâles et les femelles. Chez les mâles, les nageoires pectorales deviennent rugueuses et il y a apparition de tubercules de fraie sur la tête. Chez les femelles, l'abdomen est gonflé et mou et la papille génitale est légèrement dilatée et rosâtre. La période de maturité sexuelle varie quelque peu suivant la position géographique. En Inde, la période de maturité sexuelle est située entre mars et septembre, en Ukraine, elle se situe aux mois de mai et juin et aux Etats-Unis (Arkansas et Floride), les carpes chinoises sont sexuellement matures aux mois de mai et juin. Par contre en Malaisie, la maturité sexuelle est observée toute l'année aussi bien chez les mâles que chez les femelles (Hickling, 1967 In Shireman & Smith, 1983). L'âge de la maturité sexuelle chez *C. idella* varie entre 1 et 11 ans. En moyenne, les mâles sont matures vers l'âge de 2-3 ans pour un poids corporel allant de 1 à 6 kg. En Inde, Alikunhi & Sukumaran, 1964 In Shireman & Smith, 1983) ont observé des mâles de 1 an (poids corporel moyen de 0,95 à 1,4 kg ; longueur de 43,9 à 49,3 cm) présentant des signes de maturité sexuelle (spermiation). Chez les femelles, la maturité sexuelle est légèrement plus tardive et n'apparaît pas avant l'âge de 3-4 ans pour un poids corporel d'au moins 3 kg (synthèse In Shireman & Smith, 1983). Cependant, en 1967 Hickling (In Shireman & Smith, 1983) annonce l'observation en Malaisie de femelles matures à l'âge de 1 à 2 ans pour un poids corporel de 2,3 à 3,2 kg. En règle générale, la maturité sexuelle de la carpe chinoise est fonction des conditions climatiques dans laquelle elle se situe et de l'abondance de nourriture. Ainsi, dans les régions tropicales, la carpe chinoise atteindra plus rapidement sa maturité sexuelle si toutefois une nourriture suffisante est disponible.

Une combinaison de la photopériode et de la température peut également influencer la maturation. Shireman *et al.*, 1978 (In Shireman & Smith, 1983) ont montré qu'il était possible de modifier la période de reproduction en faisant varier ces deux facteurs. Ainsi, par ce procédé, ils arrivent à faire pondre la carpe chinoise toute l'année. Au Pays-Bas, Huisman (1979, In Shireman & Smith, 1983) a réussi à faire pondre *C. idella* au mois de janvier en augmentant la température de 1°C par jour de 3-5°C à 23°C et en maintenant les poissons à 23°C durant 25 à 30 jours. Actuellement, l'induction de la

ponte en décembre et janvier par cette méthode est réalisée au Pays-Bas et en Pologne (Sutton *et al.*, 1977, In Shireman & Smith, 1983).

La fécondité absolue varie entre 10.000 et 10 millions d'œufs avec en moyenne 500.000 œufs pour une femelle de 5 à 7 kg. Dans le fleuve Amour (ex-URSS), Gorbach, 1972 (In Shireman & Smith, 1983) indique que 90% des femelles échantillonnées avaient une fécondité absolue de 600.000 à 1.150.000 œufs. La fécondité relative étant de $111,8 \pm 10,3$ œufs / g de poids corporel (sans viscères) ; elle ne varie sensiblement que chez des individus de grande taille et âgés. Comme le montre la figure 1.1, la fécondité absolue augmente en fonction du poids corporel et donc avec l'âge. Il est également montré que le nombre d'œufs produits augmente en fonction de l'âge pour des individus de taille identique. Ainsi, des géniteurs plus âgés sont plus féconds que des jeunes géniteurs à taille égale.

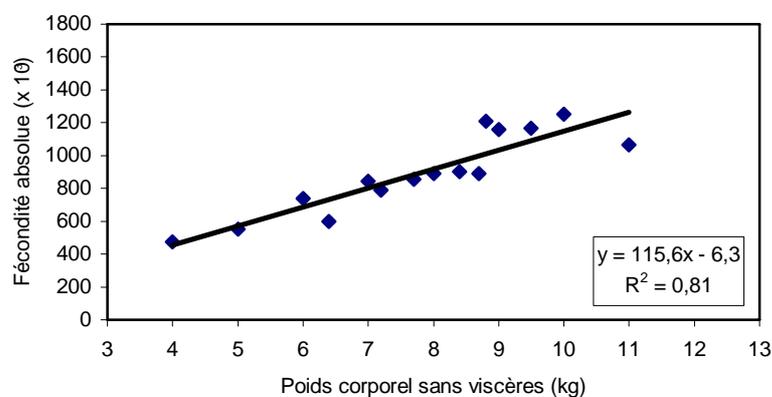


Figure 1.1 : Fécondité absolue de la carpe chinoise herbivore *C. idella* en fonction du poids corporel sans viscères (kg) (d'après Gorbach, 1972)

La saison de reproduction de la carpe chinoise est bien délimitée dans l'année suivant le climat thermique. Ainsi, la saison de reproduction devient moins tranchée dans les régions tropicales. Dans le bassin du fleuve Amour, le pic de reproduction se situe vers la fin juin – début juillet. Dans le fleuve Yangtze (Chine), la reproduction a lieu de fin avril à juin alors qu'elle se situe d'avril à septembre plus au sud (Pearl et West River). En Malaisie, les reproductions sont observées toute l'année avec cependant une activité plus intense entre mars et octobre (Hickling, 1967, In Shireman & Smith, 1983). Ainsi, la saison de reproduction de la carpe est fonction des conditions climatiques ou des conditions artificielles d'élevage.

La carpe chinoise est un pondeur multiple sur une année vu son développement asynchrone des ovocytes. Ainsi, Gorbach (1972) a montré que plus de 91% des carpes capturées dans le fleuve Amour ont deux classes d'ovocytes. En Malaisie, quelques spécimens ont pondu une première fois en mai et une seconde fois en juillet ou en septembre (Hickling, 1972, In Shireman & Smith, 1983). La carpe chinoise se reproduit habituellement dans des larges fleuves en zones pélagiques. La saison de reproduction débute par une migration de reproduction lorsque la température atteint 15-17°C (Aliev, 1976). Elle se reproduit à des températures allant de 20 à 30°C et lorsque le courant du fleuve se situe entre 0,7 et 1,8 m s⁻¹. Les œufs peuvent cependant se développer normalement lorsque le

courant est inférieur à $0,4 \text{ m s}^{-1}$ mais une vitesse de courant supérieure à $0,6 \text{ m s}^{-1}$ est nécessaire pour induire le comportement reproducteur.

1.4. Développement embryonnaire et larvaire

1.4.1. Stade embryonnaire

Le développement embryonnaire et larvaire est bien sûr fonction de la température d'incubation et d'élevage. A une température de 22 à 26°C, l'embryogenèse suit différents stades décrit ci-dessous à partir de la fécondation (figure 1.2) :

- **Stade 1** (0 à 0,7 heure) : taille de l'œuf fécondé de 1,2 à 1,3 mm (fig. 1.2-a). A 10 minutes, la membrane se détache du vitellus (fig. 1.2-b) et à 40 minutes, l'espace périvitellin s'agrandit et se gorge d'eau et fait gonfler l'œuf jusqu'à 3,8 à 4,0 mm de diamètre (fig. 1.2-c).
- **Stade 2** (1 à 7 heures) : le blastodisque se divise en 2, 4, 8 blastomères respectivement à 60, 80 et 100 minutes (fig. 1.2-c,d,e) et le stade morula débute à 2,5 heures (fig. 1.2-f). A 5 heures, la morula se finalise et l'œuf atteint 4,32 à 5,32 mm de diamètre. A 6 heures, le stade blastula commence (fig. 1.2-g).
- **Stade 3** (7 à 13 heures) : début de la gastrulation à 7h avec le développement du blastoderme (fig. 1.2-h,i). La gastrulation se termine à 12 h et l'embryon se développe progressivement avec la formation de la tête au pôle animal et de la queue au pôle végétal (fig. 1.2-j).
- **Stade 4** (13-24 heures) : à 15 h, la vésicule oculaire et la notochorde se forment et début de la segmentation du mésoderme (fig. 1.2-k). A 21 h, apparition de la couche cristalline de l'œil et de la vésicule auditive ; intensification de la segmentation (fig. 1.2-l).
- **Stade 5** (24-29 heures) : la queue se détache du sac vitellin et l'embryon bouge énergiquement (fig. 1.2-m)

A 28-31°C, le développement embryonnaire est considérablement accéléré. Les premiers mouvements de l'embryon sont observés à 12h30 post-fécondation et deviennent vigoureux à 18h30. A 19-23 heures, l'éclosion a lieu.

1.4.2. Stade proto-larvaire

Le développement proto-larvaire se déroule sur 3 jours après l'éclosion. Trois stades de développement sont distingués et détaillés ci-dessous (voir également figure 1.3) :

- **Stade 6** (0 à 1 jour) : A l'éclosion, la larve mesure 5,0 à 5,5 mm ; présence de mélanophores au niveau des yeux. La larve reste couchée sur le fond et nage occasionnellement en position verticale vers la surface, puis redescend (fig. 1.3-a)
- **Stade 7** (1 à 2 jours) : la longueur est de 6,5 à 6,7 mm. Les vaisseaux sanguins sont visibles et remplis de sang. Apparition de la veine caudale au niveau du renforcement de la nageoire anale. La nage est plus active (fig. 1.3-b).
- **Stade 8** (3 jours) : la larve mesure maintenant 7,4 à 7,5 mm ; la bouche est mobile ; l'opercule couvre la plus grande partie des branchies qui commencent à être opérationnelles. Apparition de mélanophores en forme d'étoile à l'arrière de la tête. La vessie natatoire se forme. La larve nage de manière sporadique vers la surface et avale de l'air (fig. 1.3-c).

A des températures plus élevées (30°C), Alikunhi *et al.*, 1962 (In Shireman & Smith, 1983) ont montré que la proto-larve atteint plus rapidement les différents stades de développement mais a une taille plus petite ; elle mesure 4,5 mm à l'éclosion pour atteindre 6,3 à 6,5 mm au jour 2 et 6,98 mm au jour 3.

1.4.3. Stade méso-larvaire

La période méso-larvaire s'étend du 4^{ème} au 20^{ème} jour post-éclosion et montre les modifications morphologiques suivantes (voir également figure 1.4) :

- **Stade 9** (4,5 jours) : la larve mesure 7,5 à 8,0 mm, la vessie natatoire est gonflée et la respiration se fait via les branchies. Début des prises de nourriture exogène ; la pigmentation et la mobilité s'accroît (fig. 1.4-a).
- **Stade 10** (7^{ème} jour) : la méso-larve mesure 7,5 à 8,0 mm. La vésicule vitelline est complètement résorbée et l'individu prend exclusivement de la nourriture exogène. A ce stade, la larve nage continuellement (fig. 1.4-b).
- **Stade 11** (9^{ème} au 18^{ème} jour) : Les rayons de nageoire se distinguent sur la partie inférieure du lobe caudal. A ce stade, la larve mesure entre 8,0 et 12,4 mm. Au 12^{ème} jour, la nageoire dorsale se différencie et la nageoire caudale se calcifie. Du 14 au 18^{ème} jour post-éclosion, les nageoires caudale, anale et pectorales se distinguent et montrent des rayons. La vessie natatoire est composée d'une seule chambre (fig. 1.4-c). Ensuite, la nageoire caudale se divise en deux parties et les nageoires pelviennes débutent leur développement (fig. 1.4-d).
- **Stade 12** (20^{ème} jour) : la larve mesure 11,5 à 18,6 mm ; les rayons des nageoires sont bien distincts. Un vestige de nageoire médiane subsiste entre les nageoires pectorales et anale. Le dos prend une coloration brun-jaune avec des reflets verts. La vessie natatoire est maintenant divisée en 2 lobes (fig. 1.4-e).

1.4.4. Stade post-larvaire

Après le 20^{ème} jour post-éclosion, la post-larve mesure de 15 à 23,4 mm (figure 1.5-a). Les dents pharyngiennes (corbeille branchiale) sont bien développées et sont identiques à l'adulte. La vessie natatoire atteint également sa forme définitive à ce moment. Entre 1,5 et 2 mois, la post-larve (jeune juvénile) mesure 3,7 à 6,7 cm (figure 1.5-b) ; la différenciation sexuelle anatomique débute (50 - 60^{ème} jour) et est complète au 75^{ème} jour (juvénile de 6,9 cm). La différenciation histologique des gonades (observation d'oogonies) apparaît entre le 94^{ème} et le 125^{ème} jour et à une taille de 13 cm. Chez les mâles, les spermatogonies se développent chez des individus de 13,0 à 18,5 cm âgés de 150- 300 jours. Notons que pour la différenciation sexuelle, le facteur taille du poisson est plus important que le facteur poids.

1.4.5. Stade juvénile

Le stade juvénile est la période durant laquelle le poisson se nourrit et grandit et ceci jusqu'au début de la maturation sexuelle. A ce stade, la mortalité naturelle diminue pour atteindre 20-30 % en deuxième et troisième année.

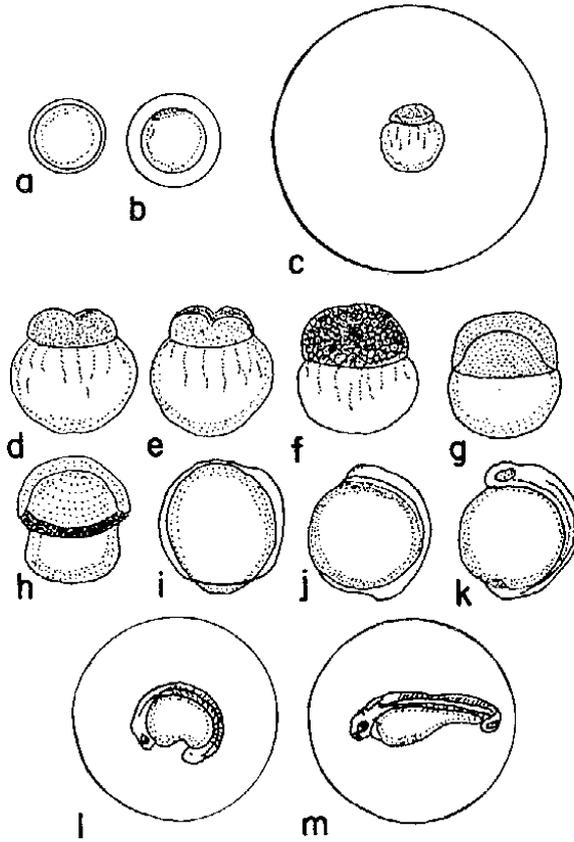


Figure 1.2 : Développement embryonnaire de la carpe herbivore, *Ctenopharyngodon idella* (d'après Aliev, In Antalfi et Tolg, 1972)

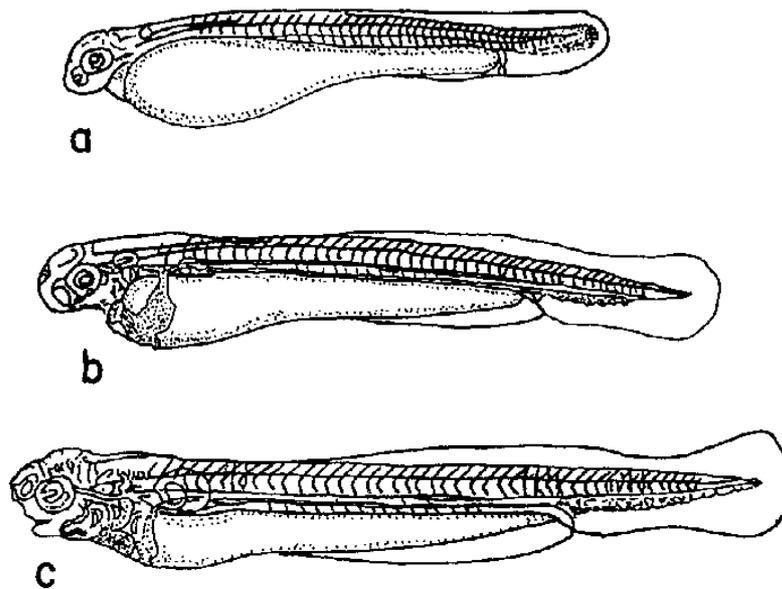


Figure 1.3 : Développement proto-larvaire de la carpe herbivore, *Ctenopharyngodon idella* (d'après Aliev, In Antalfi et Tolg, 1972)

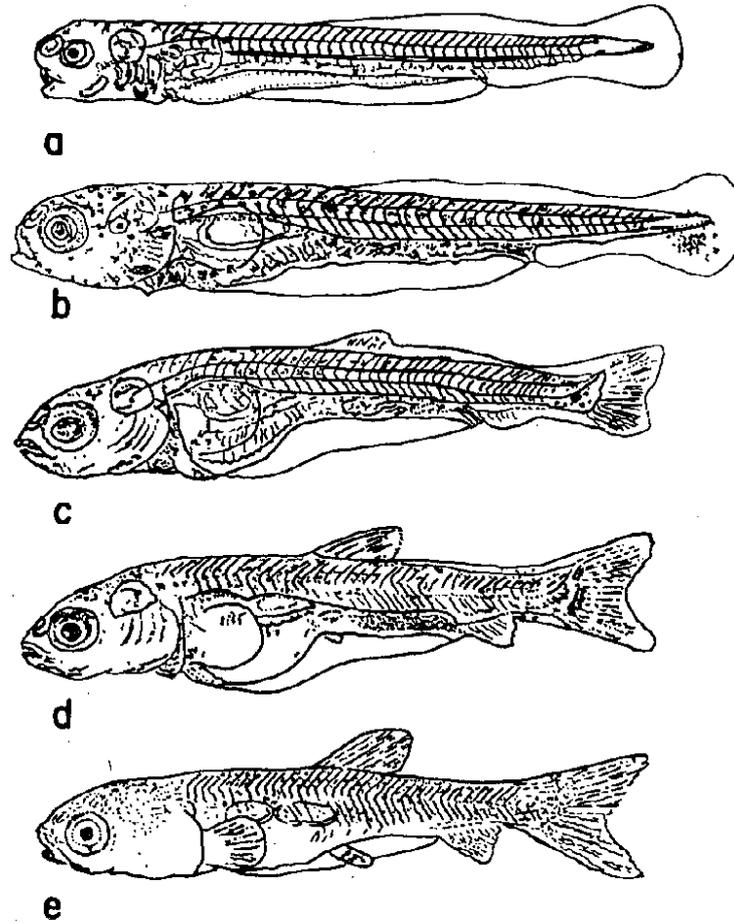


Figure 1.4 : Développement méso-larvaire de la carpe herbivore, *Ctenopharyngodon idella* (d'après Aliev, In Antalfi et Tolg, 1972)

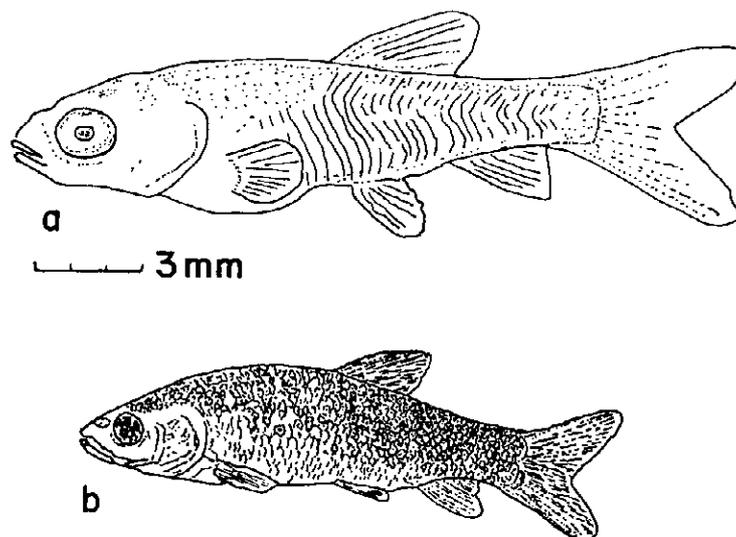


Figure 1.5 : Stades post-larvaire (a, d'après Soin, 1963 In Fisher et Lyakhnovich, 1973) et juvénile (b, d'après Soin et Sukhanova, 1972) de la carpe herbivore, *Ctenopharyngodon idella*.

1.4.6. Stade adulte

Ce stade caractérise les individus sexuellement matures et aptes à se reproduire. Dans le milieu naturel (cas du fleuve Amour), ces individus sont âgés entre 5 et 11 ans ; l'âge de ces poissons est estimé suivant le nombre de stries de croissance sur les écailles. A ce stade, la carpe chinoise herbivore peut atteindre un poids de plus de 16 kg (Gorbach, 1972). Nikolsky (1954 In Shireman & Smith, 1983) indique qu'elle peut atteindre une taille de 1m pour un poids de 32 kg et Dah-Shu (1957, In Shireman & Smith, 1983) fait état que cette espèce peut croître jusqu'à 50 kg dans le fleuve Yangtze en Chine.

1.4.7. Régime alimentaire

La carpe herbivore est une espèce macrophytophage qui est capable d'ingérer une grande diversité et une grande quantité de plantes. De tous les macrophytophages, la carpe herbivore paraît avoir le comportement le plus euryphage. En fonction des conditions environnementales et de la taille des poissons, la nourriture animale constitue une fraction plus ou moins faible de l'ingéré total.

1.4.8. Aspect qualitatif

1.4.8.1. Opportunisme alimentaire

La plupart des informations détaillées sur les habitudes alimentaires de la carpe herbivore proviennent des observations sur des populations introduites ou d'élevage, placées dans des conditions atypiques. Ces observations sont supposées refléter les habitudes alimentaires de ce poisson dans l'environnement naturel.

Dans la synthèse proposée par Shireman et Smith, 1983 (Synopsis of biological data on the grass carp, *Ctenopharyngodon idella* Cuvier et Valenciennes 1844), on énumère les plantes couramment ingérées par la carpe herbivore (tableau 1.3). L'analyse de ce tableau nous indique que ce poisson peut ingérer une grande variété de plantes : les genres *Chara*, *Elodea*, *Lemna*, *Myriophyllum*, *Najas* et *Potamogeton* sont les plus cités dans la littérature (voir références tableau 1.3).

En réalité, le régime alimentaire de la carpe herbivore évolue en fonction de l'âge (et de la taille) du poisson. Au début de leur alimentation exogène (larves de 4 jours, ± 2 mg, ± 8 mm), les larves se nourrissent d'algues vertes telles que *Scenedesmus quadricaudata*, *Ankistrodesmus acicularis*, *Pediastrum boryanum*, *Coelastrum acicularis*, *Cryptomonas marssonii* et les algues du genre *Nitzschia* (Rozmanova, 1966). Un peu plus tard, du zooplancton tels que *Moina rectirostris*, *Keratella vulga* et *Brachionus* spp. apparaît dans l'alimentation (Tamas et Horvath, 1976) pour se généraliser chez les larves d'environ 10 mm (cladocères, copépodes et petits animaux benthiques) (Dah-Shu, 1957 ; Ling, 1967, Sobolev, 1970 ; Bardach *et al.*, 1972). Les larves de chironomidés sont une composante importante de l'alimentation des larves de 17-18 mm et plus (Opuszynski, 1972, 1973). A partir de 20 mm, les carpes herbivores commencent à se nourrir de macrophytes tout en conservant leur capacité à utiliser les nutriments d'origine animale tout au long de leur vie. A ce propos, Kilgen et Smithmerman (1973) ont montré qu'en absence de nourriture végétale, les juvéniles se nourrissaient d'insectes. La proportion de matériel végétal va aller sans cesse en augmentant avec l'accroissement de la taille du poisson. Watkins *et al.* (non publié In Shireman et Smith, 1983) rapportent que 56% du régime de carpes herbivores de 36 à 86 mm est constitué de périphyton.

Tableau 1.3 : Plantes aquatiques représentatives des habitudes alimentaires des juvéniles de carpes herbivores, *Ctenopharyngodon idella* (Shireman et Smith, 1983).

Species	Ref. No. ^{a/}	Species	Ref. No. ^{a/}
<i>Alternanthera philoxeroides</i>	1	<i>Nasturtium officinale</i>	3
<i>Anacharis</i> spp.	10	<i>Nitella hookeri</i>	3
<i>Azolla</i> spp.	15	<i>Paspalum notatum</i>	10
<i>A. rubra</i>	3	<i>Phalaris arundinacea</i>	6
<i>Callitriche</i> spp.	13	<i>Phragmites communis</i>	6,7
<i>C. stagnalis</i>	3	<i>Pithophora</i> spp.	1,15
<i>Ceratophyllum demersum</i>	15	<i>Polygonum</i> spp.	10
<i>Chara</i> spp.	1,5,9,10,11,12,15	<i>P. amphibium</i>	6
<i>Eichhornia crassipes</i>	1,4	<i>Potamogeton</i> spp.	9
<i>Eleocharis</i> spp.	2,10	<i>P. crispus</i>	3,15
<i>E. acicularis</i>	1	<i>P. diversifolius</i>	1,5
<i>Elodea canadensis</i>	1	<i>P. foliosus</i>	15
<i>E. densa</i>	3,6,7,8,15	<i>P. illinoensis</i>	2,12
<i>Eremochlea ophiuroides</i>	5	<i>P. lucens</i>	6
<i>Fontinalis</i> spp.	7	<i>P. natans</i>	6
<i>Glyceria aquatica</i>	6	<i>P. pectinatus</i>	7,13
<i>G. maxima</i>	7	<i>P. pusillus</i>	15
<i>Hydrilla</i> spp.	9	<i>Ranunculus circinatus</i>	13
<i>H. verticillata</i>	12	<i>R. fluitans</i>	6
<i>Lagarosiphon major</i>	3	<i>Sagittaria graminea</i>	2
<i>Lemna</i> spp.	7	<i>S. sagittifolia</i>	7
<i>L. gibba</i>	11	<i>Schoenoplectus lacustris</i>	7
<i>L. minor</i>	3,4,11,15	<i>Sirogonium</i> spp.	15
<i>Lyngbya</i> spp.	15	<i>Spirodella polyrhiza</i>	1
<i>Myriophyllum</i> spp.	15	<i>Trapa natans</i>	6
<i>M. brasiliense</i>	1	<i>Typha angustifolia</i>	6
<i>M. propinquum</i>	3	<i>T. latifolia</i>	6
<i>M. spicatum</i>	1,5,12	<i>Vallisneria</i> spp.	9
<i>Najas</i> spp.	10	<i>V. americana</i>	1,12
<i>N. flexis</i>	2,15	<i>Wolffia columbiana</i>	15
<i>N. guadalupensis</i>	1,11,12		

a/ Reference No. key below

Ref. No.	Authority	Experimental environment	Size/age specimens	Ref. No.	Authority	Experimental environment	Size/age specimens
1	Avault (1965)	small pools	30-40 cm	9	Prabhavathy and Sreenivasan (1977)	ponds	30 cm
2	Colle <i>et al.</i> (1978a)	small lakes	6.3-22 cm	10	Stevenson (1965)	ponds	0.9-1.3 kg
3	Edwards (1974, 1975)	small ponds	0+-1+	11	Sutton (1977a)	small pools	fingerling
4	Johnson and Laurence (1973)	ponds	160-190 g	12	Sutton and Blackburn (1973)	370-1 tanks	3+, 1.1-3.5 kg
5	Kilgen and Smitherman (1971, 1973)	ponds	yearlings	13	Sutton, Miley and Stanley (1977)	small pools	40-400 g
6	Krupauer (1971)	ponds	2+-4+	14	Van Dyke (1973)	ponds	200-300 g
7	Opuszyński (1972, 1979)	ponds	250 g	15	Willey, Diskocil and Lembi (1974)	55-1 aquaria	225-589 g
8	Pentelow and Stott (1965)	ponds	19 cm, 140 g			57-1 aquaria	15 cm
						64-1 barrels	15 cm

A partir d'environ 60 mm, les macrophytes aquatiques deviennent des composants réguliers du régime alimentaire des carpes herbivores. A ce stade, elles consomment des petites plantes tendres telles que les algues filamenteuses, les mousses du genre *Fontinalis*, les *Chara* sp. et *Nitella* sp., *Lemna* sp., *Spirodella* sp., *Potamogeton* sp., *Elodea* sp., *Paspalum* sp. et *Najas* sp. (Lin, 1935a,b ;

Opuszynski, 1972, 1973 ; Edward, 1974, 1975 ; Sutton, 1977). A partir de 1,4 kg, la proportion d'algues filamenteuses diminue (Bailey, 1972) tandis que la gamme de plantes consommées s'élargit (Edward, 1973,1974). Les carpes sélectionnent aussi de moins en moins les parties les plus tendres des plantes pour consommer l'entièreté de celles-ci (Krupauer, 1971).

La proportion de matériel animal dans l'alimentation de la carpe herbivore semble varier en fonction des conditions expérimentales et de la taille des poissons. Ainsi, Sobolev (1970) a montré que le contenu stomacal des post-larves de 19 mm (0,5 g) est de 5,4% de végétaux et que cette proportion augmente suivant la taille de l'individu pour arriver à 100% de végétaux pour des poissons de 45 à 52 mm (figure 1.6). D'autre part, Edwards (1973) rapporte que des juvéniles de 18 à 40 g élevés en aquarium avec de la nourriture végétale en abondance, consomment des nymphes d'Ephémères et de Plécoptères ainsi que des Oligochètes, des larves de Chironomidés, de Trichoptères, ...etc. Par contre, Willey *et al.* (1974) observent que des juvéniles de \pm 50 g (15 cm) consomment des nymphes d'Odonates, des mouches de mai (*Ephemera* ssp.), des vairons (13 mm) du genre *Notropis* et des têtards de crapaud ; ceci uniquement lorsque aucune plante n'est à leur disposition. Aussi, Colle *et al.* (1978) n'observent que des traces d'invertébrés dans les estomacs de carpes herbivores de 6,3 à 22 cm prélevées en étang alors que Forester et Avault (1978) montrent que des carpes herbivores de 190 g se nourrissent essentiellement d'invertébrés (surtout des cladocères) dans des petits étangs pauvres en végétaux.

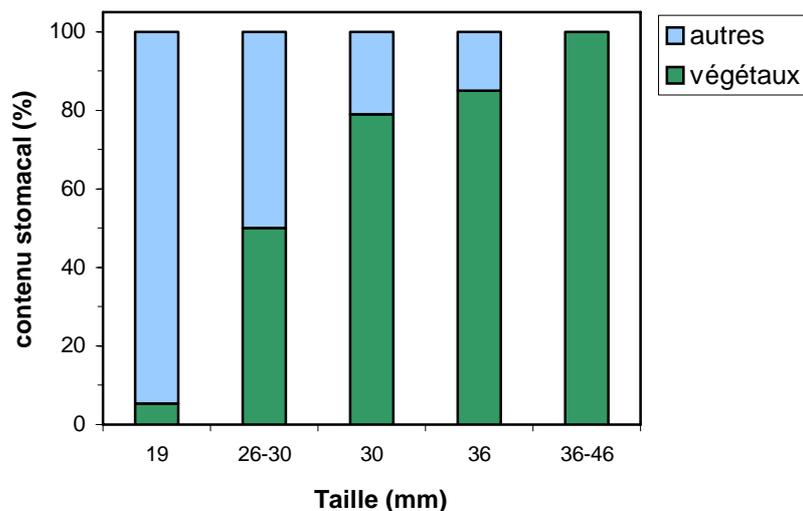


Figure 1.6 : Proportion de végétaux consommés par des post-larves et petits juvéniles de carpe herbivore, *C. idella* (d'après Sobolev, 1970)

En résumé, la carpe herbivore semble donc capable de s'adapter à des conditions alimentaires extrêmement diversifiées. En général, on trouve dans son tube digestif une grande proportion de macrophytes très diversifiés et une faible proportion d'invertébrés benthiques qui constituent souvent l'épifaune (Nikolskiy *et al.*, 1974). Dans d'autres cas apparemment plus rares, on trouve une fraction plus importante, voir dominante, de petits animaux tels que des petits invertébrés ou même des petits poissons et des têtards.

1.4.8.2. Préférence alimentaire

Les informations concernant les préférences alimentaires sont parfois variables suivant les auteurs. Ainsi, Avault (1965) remarque que chez des carpes herbivores de 31-41 cm, les espèces du genre *Chara* sp. et *Najas guadalupensis* sont préférées par rapport à *Ceratophyllum demersum*. Cross (1969) se basant sur les données de la littérature (Verigin *et al.*, 1963 ; Stroganov, 1963 ; Penzes et Tolg, 1966 ; Krupauer, 1967) propose un ordre approximatif de préférence de différentes macrophytes chez la carpe herbivore (tableau 1.4). Les plantes préférées sont par ordre croissant de préférence *Elodea canadensis*, *Ceratophyllum demersum*, *Chara* sp., *Lemna minor* et *Potamogeton natans*. En 1986, Wiley *et al.* déterminent l'ordre de préférence de huit macrophytes aquatiques chez des carpes herbivores de 0,8 à 2,2 kg. Ils montrent que *Najas flexilis* et *N. minor* sont les espèces préférées et *C. demersum* l'espèce la moins appréciée (voir tableau 1.5).

Tableau 1.4: Ordre approximatif de préférence de différentes plantes consommées par la carpe herbivore, *Ctenopharyngodon idella* (d'après Cross, 1969).

Canadian pondweed	<i>Elodea canadensis</i> Michx.
Hornwort	<i>Ceratophyllum demersum</i> L.
Stonewort	<i>Chara</i> sp.
Lesser duckweed	<i>Lemna minor</i> L.
Broad-leaved pondweed	<i>Potamogeton natans</i> L.
Ivy-leaved duckweed	<i>Lemna trisulca</i> L.
Water milfoil	<i>Myriophyllum</i> sp.
Fennel-leaved pondweed	<i>Potamogeton pectinatus</i> L.
Great reedmace	<i>Typha latifolia</i> L.
Common reed	<i>Phragmites communis</i> Trin.
Common rush	<i>Juncus effusus</i> L.
Black sedge	<i>Carex nigra</i> L.
Frogbit	<i>Hydrocharis morsus-ranae</i> L.
Watercress	<i>Nasturtium officinale</i> R. Br.
Shiny pondweed	<i>Potamogeton lucens</i> L.
Sedge	<i>Carex pseudocyperus</i> L.

Sources : Verigin *et al.*, 1963 ; Stroganov, 1963 ; Penzes et Tolg, 1966 ; Krupauer, 1967.

Tableau 1.5 : Ordre de préférence de différentes macrophytes aquatiques consommées par la carpe herbivore, *Ctenopharyngodon idella* (d'après Wiley *et al.*, 1986).

Rank	Scientific name	Common name
1	<i>Najas flexilis</i>	Slender naiad
2	<i>Najas minor</i>	Brittle naiad
3	<i>Chara</i> spp.	Chara
	<i>Potamogeton foliosus</i>	Leafy pondweed*
4	<i>Elodea canadensis</i>	American elodea
5	<i>Potamogeton pectinatus</i>	Sago pondweed
6	<i>Potamogeton crispus</i>	Curlyleaf pondweed
7	<i>Myriophyllum</i> spp.	Watermilfoil
8	<i>Ceratophyllum demersum</i>	Coontail

* Not compared with all other species, placement inferred.

1.4.9. Aspect quantitatif

Intrinsèquement, la carpe herbivore est capable d'ingérer des quantités énormes de macrophytes aquatiques (tableau 1.6). Celles-ci varient fortement en fonction du type de macrophyte considéré, de la taille du poisson, des conditions environnementales ainsi que de la nature des aliments déjà ingérés. Le tableau 1.6 nécessite quelques petits commentaires :

Les résultats d'ingestion représentent la matière fraîche ingérée en % du poids frais des poissons par jour, or la teneur en matière sèche varie entre 5 et 25% (Boyd, 1968) d'un type de plante à l'autre et aussi en fonction de la technique de pesée et de séchage. Ainsi, il en résulte que les résultats d'ingestion de matière sèche peuvent avoir une toute autre apparence que ceux d'ingestion de matière fraîche et être sensiblement inférieurs à ces derniers (Wiley et Wike, 1986). Cependant, il faut noter que la consommation (de matière sèche) de la carpe herbivore est environ 2 à 3 fois supérieure à celle généralement observée chez les poissons carnivores.

Le niveau d'ingestion aussi élevé observé chez la carpe herbivore est rendu possible grâce à une vitesse de transit très élevée au niveau du tube digestif du poisson. Ainsi, le temps de transit d'un individu de 1,2 kg élevé à une température de 27-30°C et consommant de la végétation est d'environ 8 heures (Hickling, 1966) ; ceci indique donc que le poisson est capable d'ingérer une quantité de végétaux équivalente à plusieurs fois son poids par jour (Shireman et Smith, 1983).

Il faut noter aussi que même si la littérature rapporte souvent des résultats d'ingestion en matière fraîche supérieurs à 100% de la biomasse par jour, certains auteurs (Wiley et Wike, 1986 ; Wiley *et al.*, 1986) n'obtiennent qu'occasionnellement ce genre de résultat sur des carpes herbivores d'environ 300 g et 800 –2200 g respectivement. La plupart du temps, les quantités moyennes consommées étaient comprises entre 30 et 45% du poids des poissons par jour (figure 1.7). Cependant, des valeurs de 70 à 80% de la biomasse par jour n'ont pas été rares.

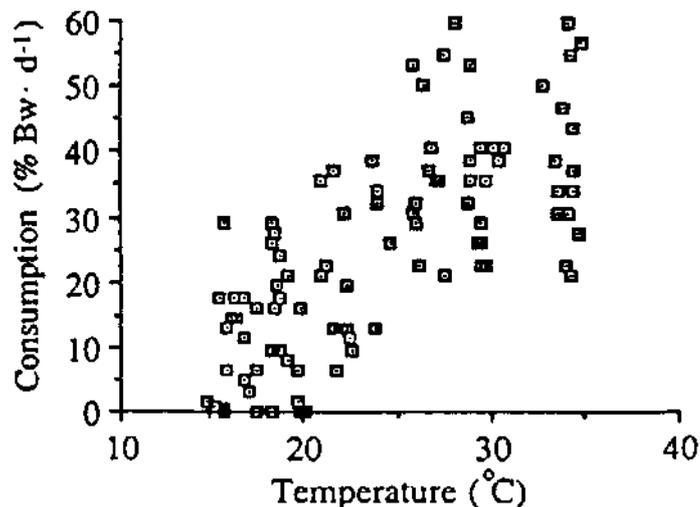


Figure 1.7 : Exemple de dépendance du niveau d'ingestion (=Consumption) de macrophytes aquatiques (% du poids vif par jour = % Bw. d⁻¹) avec la température (°C) chez des hybrides F1 de *Ctenopharyngodon idella* (femelle) et *Hypophthalmichthys nobilis* (mâle). (d'après Wiley *et al.*, 1986)

Dans tous les cas, il a été observé que la carpe herbivore, *C. idella* (individus diploïdes) consomme des quantités plus grandes de macrophytes aquatiques (d'environ 50%) que des individus hybrides F1

entre *C. idella* (femelle) et *Aristichthys nobilis* (mâle) – espèce de carpe chinoise microphage – (Wiley *et al.*, 1986). Wiley et Wike (1986) indiquent également que les individus diploïdes consomment aussi des quantités plus importantes que les individus triploïdes.

Tableau 1.6: Consommation journalière de différentes macrophytes aquatiques par des carpes herbivores, *C. idella* de différentes tailles (Mehta *et al.* 1976):

Espèces de macrophytes	poids des carpes (g)	Consommation journalière (% de la biomasse par jour)
<i>Chara spp.</i>	165	168
<i>Najas foveolata</i>	96	146
	930	131
	1837	99
<i>Hydrilla verticillata</i>	76	27
	1208	140
<i>Potamogeton perfoliatus</i>	205	15
	2800	18
<i>Typha angustata</i>	200	3
	4000	14

1.5. Croissance (milieu naturel)

Les données sur la croissance des populations naturelles de carpes herbivores sont rares. Les principales informations dans ce domaine sont fournies par Gorbach (1961) au niveau du bassin du fleuve Amour (figure 1.8). La croissance de ces populations est assez lente avec 9-10 cm par an les 4 ou 5 premières années, 6-7 cm durant la sixième et septième année et 2,5 cm après la huitième année. Des données issues de captures commerciales montre une évolution des poids corporels de 480, 674, 680, 1250, 2700, 1012 et 1180 pour des individus âgés respectivement de 4 à 10 ans. Ces captures n'ont également montré aucune différence de poids entre mâles et femelles (Shireman et Smith, 1983).

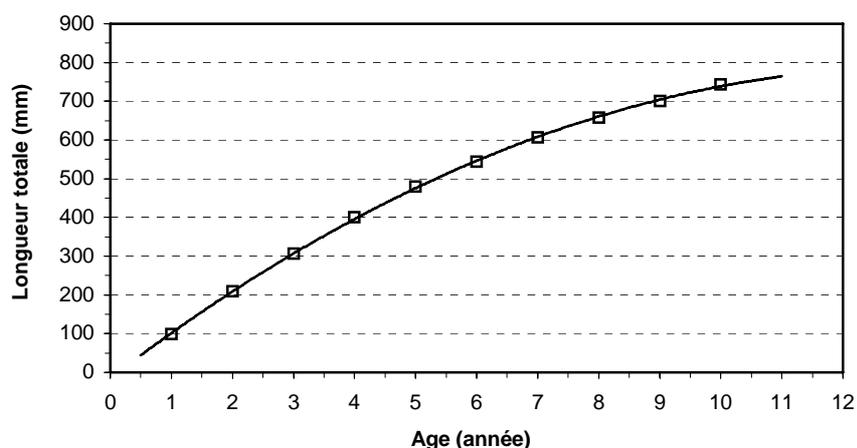


Figure 1.8 : Croissance en longueur de la carpe herbivore *Ctenopharyngodon idella* en milieu naturel (bassin du fleuve Amour, Leninskoe, 1959), (d'après les données de Gorbach, 1961).

Shireman *et al.* (1980) et Shireman et Maciena (1980) ont observé des croissances meilleures dans deux types de lac en Floride (figure 1.9). Ainsi, dans le lac Wales, des carpes herbivores d'un poids moyen de 90 g au moment de leur introduction ont atteint un poids corporel 15 kg après 4 ans, ce qui fait une vitesse de croissance moyenne de 10,6 g par jour. Une croissance encore meilleure a été observée dans le Lac Baldwin pour des carpes herbivores d'un poids moyen initial et final respectivement de 79 g et 9,170 kg en l'espace de deux ans, soit une vitesse de croissance journalière de 12,9 g.

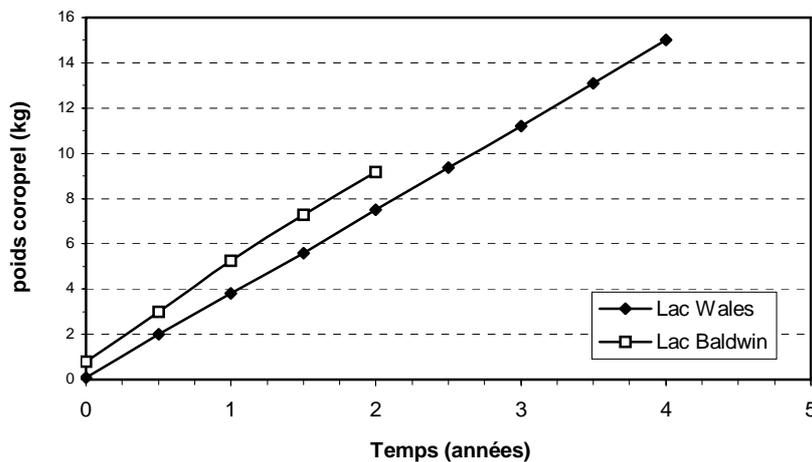


Figure 1.9: Croissance de carpe herbivore *C. idella*, dans deux lacs de Floride (Shireman *et al.* 1980 et Shireman et Maciena, 1980)

2. AQUACULTURE

2.1. Gestion du stock de géniteurs

Une bonne gestion du stock de géniteurs est indispensable si l'on souhaite réaliser la reproduction artificielle avec succès. De nombreux facteurs influencent la bonne qualité d'un géniteur et surtout un bon développement de sa maturation sexuelle. Une maturation sexuelle réalisée dans des conditions optimales assurera une bonne propagation de l'espèce de part une bonne qualité des œufs et des larves produites.

L'origine des géniteurs est importante. Ils peuvent être issus soit du milieu naturel (rivières et lacs) soit de pisciculture. Dans les deux cas, il faut s'assurer de la pureté de l'espèce et de sa bonne condition (morphologie, état sanitaire, ...etc.).

Le stockage de géniteurs de carpes herbivores se fait en étang dont la taille varie de 0,2 à 2,5 ha. La largeur n'excèdera pas 25 m afin de faciliter les opérations de capture au moyen de filet de senne. La profondeur est située entre 1,5 et 2,5 m. La qualité de l'eau sera optimale (6 à 9 ppm d'oxygène dissout), une fertilisation peut être de temps en temps réalisée afin de produire du plancton et en particulier du zooplancton qui assurera un bon développement des gonades.

Le taux de stockage de géniteurs varie entre 1000 et 3000 kg ha⁻¹ ; une biomasse de 1000 kg ha⁻¹ est cependant préférable. Ceci correspond à une densité de 100 à 200 individus ha⁻¹ pour des géniteurs de poids corporel allant de 5 à 10 kg. Les géniteurs sont nourris d'une part avec ce qui se trouve naturellement dans l'étang (végétation, plancton) et d'autre part au moyen d'aliment artificiel distribué quotidiennement. Les rations quotidiennes de cet aliment supplémentaire varie entre 1 et 3 % voire 5% du poids corporel suivant les conditions d'élevage (température de l'eau, quantité de nourriture naturelle). L'aliment artificiel aura une teneur en protéines d'au moins 30 %.

2.2. Reproduction artificielle

Sélection des géniteurs selon les critères de maturité sexuelle classiques à savoir l'émission de laitance chez les mâles suite à un massage délicat des flancs du poisson et un abdomen gonflé et mou ainsi qu'une papille génitale légèrement protubérante et rosée chez les femelles. Une émission de quelques ovocytes lors du massage des flancs est également un critère de maturation finale. Le poids et l'âge des géniteurs est également un critère de sélection. Les femelles pèseront au moins 3-4 kg (2-3 ans) et 2-3 kg pour les mâles (2 ans). Les géniteurs sélectionnés sont stockés en bassin durant les opérations de reproduction à une température de 24-25°C ; aucun nourrissage ne sera apporté durant cette période. La densité de stockage durant cette période devrait être d'un individu pour 0,5 à 1,2 m³ d'eau, surtout pour les femelles (Rothbard, 1981). Un traitement contre les parasites peut être appliqué durant ce moment au moyen du formol 37% à 40 ppm en bain de 3 heures.

L'induction de la ponte chez la carpe herbivore *C. idella*, est réalisée avec différents types d'hormones naturelles (hypophyse de carpe, HCG) ou synthétiques (LHRHa, Ovaprim) – tableau 2.1. Deux injections sont habituellement nécessaires pour induire la ponte. L'intervalle de temps entre les deux injections est d'environ 12-14 heures.

Tableau 2.1 : Synthèse de quelques hormones utilisées et les doses préconisées pour la reproduction induite de la carpe herbivore (*C. idella*).

Type d'hormone	1 ^{ère} injection	2 ^{ème} injection	Sexe	Référence
Hypophyse de carpe	0,3 mg / kg 0,2 -	3,0 mg/kg 0,3 2-3 mg /kg	Femelle Mâle Mâle	Zonneveld, 1984
HCG (Human Chorionic Gonadotrophin)	440 IU / kg	1870 IU/kg	Femelle *	Rothbard, 1981; Rottmann et Shireman, 1979
LHRHa	5-10 µg/kg 2,5-5 µg/kg	-	Femelle Mâles	Jhingran & Pullin, 1988
Ovaprim®	0,05 ml / kg -	0,5 ml/kg 0,25 ml/kg	Femelle Mâle	

* une troisième injection avec 9 mg/kg d'hypophyse de carpe est réalisée 15 heures après la deuxième injection à l'HCG. Les mâles sont également injectés à l'hypophyse le troisième jour avec 5 mg/kg.

Pour doser l'hypophyse de carpe, Rothbard (1981) propose une méthode se basant sur la taille du poisson, comme le montre la figure 2.1. La figure 2.2 montre la relation entre la taille du poisson et la quantité d'hypophyse à utiliser (dose définitive).

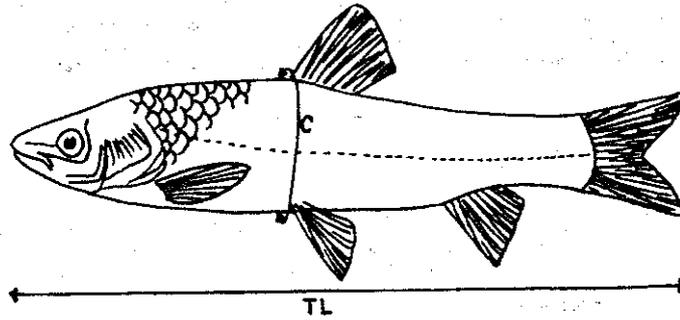


Figure 2.1 : schéma indiquant la méthode de mesure de l'index poids-circonférence « Body Girth Index » chez les femelles (TL = longueur totale, C=circonférence du corps). $BGI = TL/C$ (Rothbard, 1981)

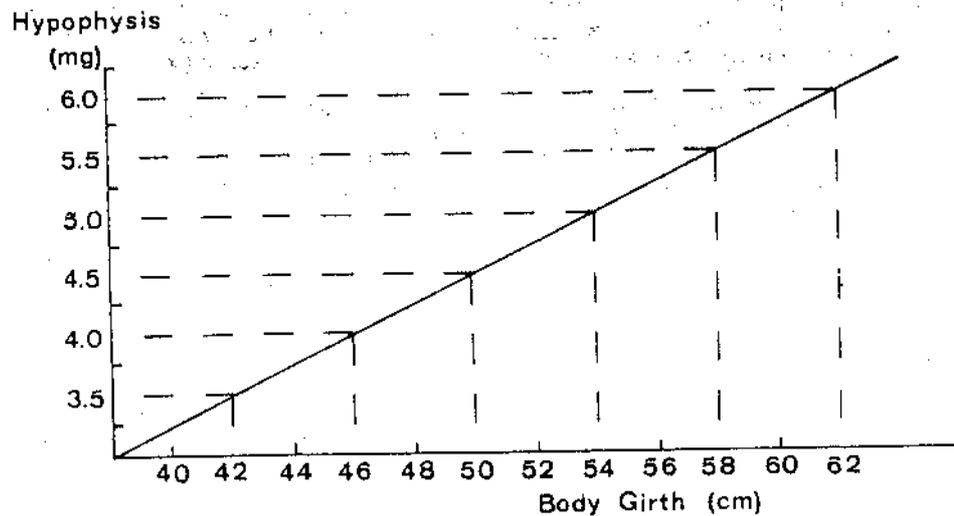


Figure 2.2 : Relation entre l'index IBG de géniteurs de carpe herbivore femelle et la quantité d'hypophyse de carpe (poids sec) à utiliser pour induire la ponte (Rothbard, 1981).

Lorsque la deuxième injection est réalisée, la papille génitale des femelles est suturée au moyen de fil chirurgical (résorbable ou non). Ensuite, un temps de latence relativement précis est nécessaire pour que les œufs arrivent à maturité. Cette durée est fonction de la température de stockage des géniteurs mais également variable (faiblement) suivant le type d'hormone utilisée. Généralement, le nombre de degrés-heure post-induction se situe entre 210 à 220 degrés-heure. Zonneveld (1984) a mis en évidence la relation entre la température de l'eau et le temps de latence post-induction exprimée par la formule suivante :

$$TL = 22,41 - 0,46 \times T \quad (r = 0,98)$$

TL = temps de latence (heures)

T = température (°C)

r = coefficient de régression

La quantité de laitance à récolter chez les mâles est d'au moins 2 ml pour féconder 1 litre d'œufs. La laitance est obtenue par pression des flancs du poisson. Dans le but de faciliter les opérations de reproduction, la laitance peut être conservée plusieurs jours dans un réfrigérateur ordinaire entre 0 et 5°C. Elle peut soit être diluée dans une solution contenant 3 g d'urée et 4 g de NaCl dans 1 litre d'eau ou soit conservée pure. Dans les deux cas, la laitance peut être conservée plus de 40 heures. La laitance est blanchâtre et a tendance à se coaguler au contact de l'eau. La durée optimale de vie des spermatozoïdes au contact de l'eau est de 15 à 30 secondes.

La récolte des œufs se fait également par massage délicat des flancs de la femelle. Pour toutes manipulations, les géniteurs sont préalablement anesthésiés au moyen des anesthésiques suivant :

- Phénoxy-éthanol : 0,3 à 0,4 ml l⁻¹
- Quinaldine : 5 à 10 ml m⁻³
- MS-222 : 10-40 mg l⁻¹
- Benzocaine : 10-40 mg l⁻¹

Lorsque les deux produits sexuels sont récoltés, la fécondation proprement dite peut avoir lieu. La méthode la plus pratiquée est la méthode dite « sèche » : les œufs sont récoltés « à sec » dans un bol, la laitance est ensuite ajoutée et délicatement mélangée aux œufs ; de l'eau claire est ensuite ajoutée afin de d'induire la fécondation. Après 3-4 minutes, les œufs sont abondamment rincés à l'eau claire et transférés en écloserie.

La taille des œufs non fécondés est de 1,2 à 1,3 mm. La membrane est double et directement adjacente au vitellus (jaune). La membrane externe a des propriétés adhésives qui disparaissent durant la fécondation de l'œuf. En 10 minutes, la membrane se décolle du vitellus et l'espace péritellin se gorge d'eau et fait gonfler l'œuf qui atteint un diamètre de 3,8 à 4,0 mm après 40 minutes post-fécondation. Un diamètre maximal de 4,32 à 5,32 est atteint après 1,5 à 2 heures. A ce moment, les œufs se situent dans la colonne d'eau ; un léger courant d'eau est nécessaire pour les maintenir en suspension et ainsi assurer leur oxygénation.

La membrane des œufs de carpes chinoises est très fragile et donc très sensible au courant d'eau mais également aux infections fongiques et bactériennes.

L'incubation des œufs de carpes herbivores se fait généralement dans des jarres d'incubation cylindro-coniques ou simplement coniques (angle de 36°) de 60-80 litres. La durée d'incubation des œufs est de 16 à 60 heures respectivement pour des températures allant de 30 à 17°C (Lin, 1965). La température optimale d'incubation des œufs donnant le meilleur taux de survie des larves se situe entre 21 et 25°C ; l'éclosion apparaît après 23 à 33 heures post-fécondation. Une incubation à 28-31°C accélère fortement le développement embryonnaire et provoque l'éclosion après 19-23 heures

post-fécondation. Pour synchroniser les éclosions, on peut augmenter la température de l'eau tout en diminuant le taux d'oxygène.

Des malformations et de la mortalité embryonnaire et larvaire est parfois observée. Les principales causes en sont : une ovulation trop tardive (sur-maturation), une température d'incubation trop élevée, une chute brutale de la température, un faible taux d'oxygène. Stott et Cross (1973) ont montré qu'une baisse brutale de 6 à 7°C à partir de 24,4°C provoque des déformations du développement et donc des larves non-viables. Aussi, pour obtenir un développement normal, la salinité de l'eau doit être inférieure à 15‰.

2.3. Production d'individus stériles (triploïdisation)

Pour des raisons économiques et environnementales, la stérilisation de certaines espèces de poissons est pratiquée. Dans le domaine de la pisciculture intensive, la production de truites triploïdes (stériles) est une des techniques largement répandues. L'intérêt de ce type d'élevage est que l'individu stérile montre une meilleure croissance du fait qu'une partie de son énergie n'est pas utilisée pour la production de produits sexuels (œufs, laitance) mais orientée vers la production de muscles. Aussi, l'élevage d'individus stériles montre des différences sur le taux de conversion alimentaire, la résistance à certaines pathologies, sur la couleur du poisson et de sa chair...etc. (Shepherd & Bromage, 1992). La stérilisation des poissons est également utilisée dans le cadre d'introduction d'une nouvelle espèce dans le milieu naturel. Ces poissons ne pourront pas se répandre de manière incontrôlée vu qu'aucune reproduction, donc perpétuation de cette espèce n'est possible. Le risque d'une introduction non contrôlée peut provoquer un désastre écologique tel que la disparition d'une espèce qui occupait la même niche écologique que l'espèce introduite.

Diverses méthodes de stérilisation existent, telle que la stérilisation hormonale, l'irradiation et la triploïdisation. Cette dernière technique, la plus pratiquée consiste à produire des individus triploïdes c'est-à-dire contenant $3n$ chromosomes alors qu'un individu normal ne possède que $2n$ chromosomes. Cette modification génétique suffit pour inhiber la maturation sexuelle. Au niveau physiologique, le mécanisme de triploïdisation agit au niveau de l'œuf fraîchement fécondé par le blocage de la libération du second globule polaire (matériel génétique excédentaire naturellement éliminé lors d'une fécondation normale). Cette inhibition est provoquée via un traumatisme causé aux œufs ; ce traumatisme peut être soit un choc thermique soit un choc de pression.

La triploïdistation de la carpe chinoise herbivore, *Ctenopharyngodon idella*, est souvent pratiquée et principalement dans le cadre de programme de contrôle de la végétation aquatique. La triploïdisation de *C. idella* peut se réaliser de trois manières différentes : soit par un choc de pression ou soit par un choc thermique chaud ou un choc thermique froid. De ces trois méthodes, la plus pratiquée actuellement est le choc de pression ; le choc thermique chaud est également utilisé mais donne de moins bons résultats. La triploïdisation de la carpe herbivore ayant été abordée par différents auteurs (Cassani & Caton, 1985, 1986 ; Rodriguez Gutierrez, 1995 ; Thompson *et al.*, 1987) et avec des résultats très variés, le choix des deux techniques suivantes a été basé sur les meilleurs taux de réussite.

Choc de pression (Cassani & Caton, 1986) :

Les meilleurs résultats de triploïdisation ont été obtenus pour un choc de pression de 7000 ou 8000 PSI, réalisé après un temps de 4 minutes suivant la fécondation et sur une durée de 1 ou 2 minutes.

Cette méthode a donné en moyenne 98,9 % de triploïdes sur dix tests réalisés (9 à 100% et un à 92,9 % de triploïdes). Le taux de survie par rapport au lot témoin était de l'ordre de 69,1%. Ces manipulations ont été réalisées à une température moyenne allant de 22,0 à 24,8°C.

Choc thermique chaud (Cassani & Caton, 1986) :

Les meilleurs résultats de triploïdisation ont été obtenus pour un choc thermique à 42°C, réalisé après un temps de 4 minutes suivant la fécondation et sur une durée de 1 minute. Cette méthode a donné en moyenne 66,7 % de triploïdes sur 3 tests réalisés (2 à 100% et un à 0 % de triploïdes). Le taux de survie par rapport au lot témoin était de l'ordre de 72,6%. Ces manipulations ont été réalisées à une température moyenne allant de 22,0 à 24,8°C.

La détermination du taux de triploïdie peut être rapidement réalisée et au moyen d'un appareil mesurant le volume du noyau des érythrocytes. En effet, comme le montre la figure 2.3, les individus diploïdes ont des noyaux de taille moyenne de 9,72 μm^3 , alors qu'elle est de 14,92 μm^3 pour les triploïdes (Wattendorf, 1986). Au moyen de cette technique, il est possible d'analyser 1600 à 2400 individus en 8 heures avec une équipe de trois personnes. L'utilisation de cette technique est indispensable si l'on veut s'assurer d'introduire exclusivement des carpes triploïdes dans le milieu naturel afin de lutter contre l'envahissement de plantes aquatiques.

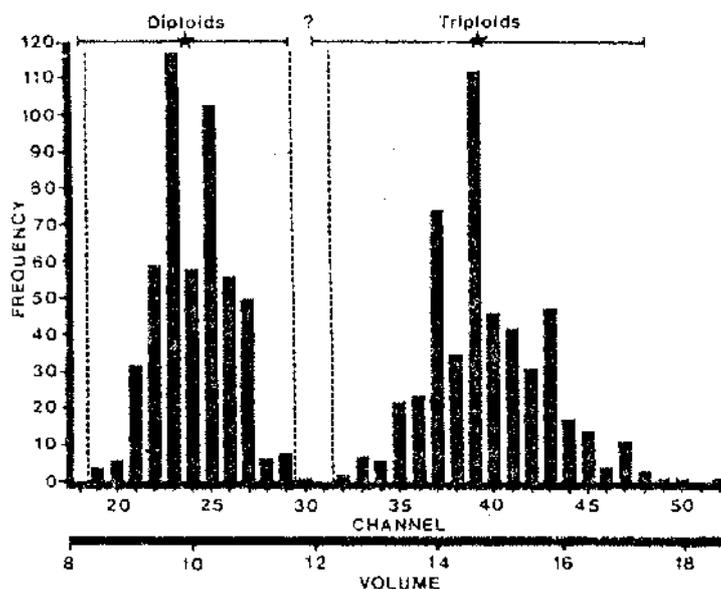


Figure 2.3 : Histogramme illustrant la distribution des fréquences de volume des noyaux des cellules érythrocytaires chez 500 carpes herbivores diploïdes et 500 triploïdes. L'étoile au sommet de l'histogramme représente le volume moyen pour les diploïdes (10,06) et pour les triploïdes (14,82) (Wattendorf, 1986).

2.4. Elevage larvaire

L'élevage larvaire de la carpe herbivore se pratique dans la plupart des cas en étangs préalablement fertilisés (élevage semi-intensif). Avant le déversement des larves dans les étangs, celles ci peuvent être pré-nourries lors de leur stockage en jarre au niveau de l'écloserie à une densité de 100.000 larves m^{-3} (Rothbard, 1982). La nourriture apportée durant quelques jours à ce niveau est principalement composée soit d'œufs entiers cuits durs et broyés, soit uniquement le jaune de l'œuf cuit et broyé. Cette nourriture est apportée lorsque la vésicule vitelline de la larve est quasi résorbée. Cette période d'élevage peut se prolonger durant 10 à 15 jours et dans ce cas, un autre type de nourriture exogène, des nauplii d'*Artemia*, est apporté. Il est préférable d'utiliser des nauplii d'*Artemia* préalablement décapsulées ceci afin de limiter les risques d'occlusions intestinales. Après ce pré-nourrissage en écloserie, les larves sont transférées en étang d'alevinage. A ce stade, les larves se nourrissent essentiellement de phyto et zooplancton ; une fertilisation des étangs est donc nécessaire afin de produire cette nourriture préliminaire. Cette fertilisation est réalisée au moyen d'engrais organique (ex : fiente séchée de poulet, fumier de bovin, ...etc) et / ou d'engrais inorganique (ex : NPK 16-20-0). Dans le cas d'engrais organique, les quantités utilisées vont de 1000 kg à 2000 kg ha^{-1} ; elles sont par contre de l'ordre de 60 à 100 kg ha^{-1} dans le cas d'engrais inorganique. En région tropicale, on préconise plutôt 1000 kg ha^{-1} d'engrais organique étant donné que sous ces conditions climatiques, la succession des organisme planctoniques est plus rapide (Rothbard, 1982).

Les étangs d'alevinage ont une profondeur maximum de 1 à 1,5 m pour une surface allant de 5 ares à 1 ha. Notons cependant qu'il est préférable de travailler dans des étangs de petites surfaces qui sont plus facilement gérables et plus économiques dans le cas où un traitement contre l'une ou l'autre pathologie s'avère nécessaire.

En étang fertilisé, la densité d'élevage lors de la mise en charge (post-larves) est de l'ordre de 2,5 à 10 millions d'individus ha^{-1} , soit 250 à 1000 ind. m^{-2} .

La figure 2.4 montre la croissance de carpes herbivores élevées en cage de manière intensive et à haute densité (Huisman, 1979). Le poids moyen initial des larves est de 30 mg au jour 7 pour atteindre 1652 mg au 56^{ème} jour d'élevage, soit une vitesse moyenne de croissance d'environ 33 mg $jour^{-1}$.

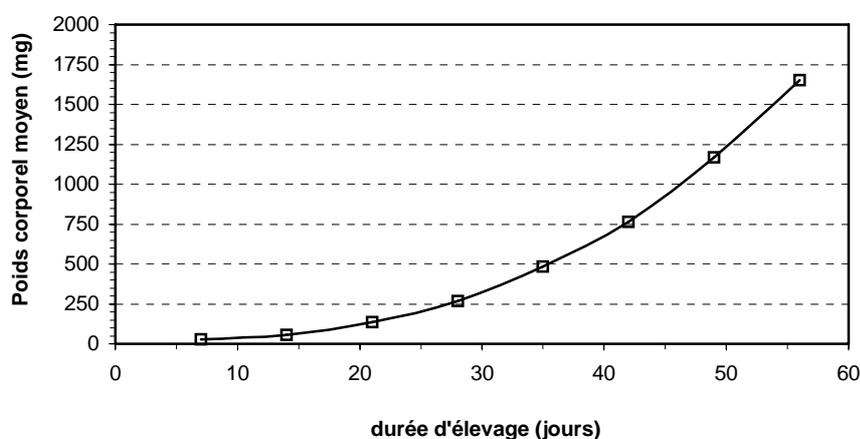


Figure 2.4 : Elevage larvaire intensif de *C. idella* en cage à haute densité et à 23-25°C (d'après Huisman, 1979)

Rottmann *et al.* (1991) donnent également quelques informations sur la croissance de larves de carpes herbivores suivant le type d'alimentation (élevage en aquarium de 76 litres, densité de 13 larves l⁻¹). Trois types d'aliments vivants sont comparés (*Artemia* ; rotifères, *Brachionus rubens* et nématodes, *Panagrellus sp.*) et deux types d'aliments artificiels (Ewos et Kyowa). Après trois semaines d'élevage, les meilleures croissances linéaires sont observées pour les carpes nourries aux rotifères (L = 18,4 mm). Viennent ensuite les lots nourris aux *Artemia* (L = 16,0 mm), aux nématodes (L = 15,6 mm) et respectivement 12,3 et 11,5 mm pour les deux aliments artificiels, Ewos et Kyowa (tableau 2.2).

Tableau 2.2 : Croissance et survie de larves de carpes herbivores nourries avec différents types d'aliment. Les longueurs contenant les lettres identiques ne sont pas significativement différentes au seuil 5%)

Régime alimentaire	Semaine 1		Semaine 2		Semaine 3		Survie (%)
	Longueur (mm)	Poids (mg)	Longueur (mm)	Poids (mg)	Longueur (mm)	Poids (mg)	
<i>Artemia</i>	10.1±0.1a	34.9±3.9	10.9±0.2b	87.9±6.4	16.0±0.3b	308.9±38.6	87.0±11.1
<i>B. rubens</i>	8.7±0.1b	20.9±0.8	12.5±0.2c	120.5±12.3	18.4±0.3a	503.1±45.7	77.2±4.9
<i>Panagrellus</i>	8.5±0.1b	29.9±0.3	11.7±0.2c	103.3±6.6	15.6±0.2c	129.4±12.0	95.1±0.8
Ewos	8.4±0.1b	23.0±2.5	9.5±0.1d	46.9±0.3	12.3±0.2d	149.0±27.4	89.6±2.9
Kyowa	8.1±0.1c	25.8±0.8	9.4±0.1d	54.6±4.0	11.5±0.2 ^e	114.5±8.1	63.3±10.7

En règle générale dans le cadre d'un élevage en étang, l'élevage larvaire de la carpe herbivore se déroule en deux phases : premièrement l'élevage des post-larves en étang d'alevinage et deuxièmement le grossissement des jeunes juvéniles jusqu'au stade de 10 cm (« fingerling »).

Afin de limiter les causes de mortalité, de faible croissance et de risque de maladie, il faudra particulièrement être vigilant sur quelques points dont la qualité physico-chimique de l'eau de l'étang d'alevinage – le contrôle des potentiels prédateurs (insectes, batraciens, poissons prédateurs) – le cannibalisme – les variations importantes de la température – le développement excessif de la végétation aquatique (problème d'oxygène la nuit) - la toxicité de certains blooms algaux (Jhingran & Pullin, 1988).

Lorsque la période d'alevinage est terminée (3 semaines à 1,5 mois), les juvéniles (de 0,2 à 3 g) sont pêchés délicatement au moyen d'un filet à fine maille, triés et transférés dans des étangs de grossissement.

2.5. Grossissement

La croissance de la carpe varie très fortement suivant les conditions d'élevage. Aux Etats-Unis (Alabama), des alevins de 46 jours et d'un poids moyen de 77 g élevés en étang atteignent un poids de 286 g en 78 jours (figure 2.5). Dans d'autres conditions d'élevage (Inde), Mehta *et al.* (1976) ont montré une évolution du poids moyen corporel de la carpe herbivore de 5, 750 et 4500 g respectivement à l'âge 30, 362 et 645 jours (figure 2.6). En Arkansas (US) (Stevenson, 1965), des

juvéniles élevés en étang et âgés de 6 mois (4 g de poids moyen) ont atteint un poids respectivement de 372 et 1816 après 6 mois et un an d'élevage (figure 2.7).

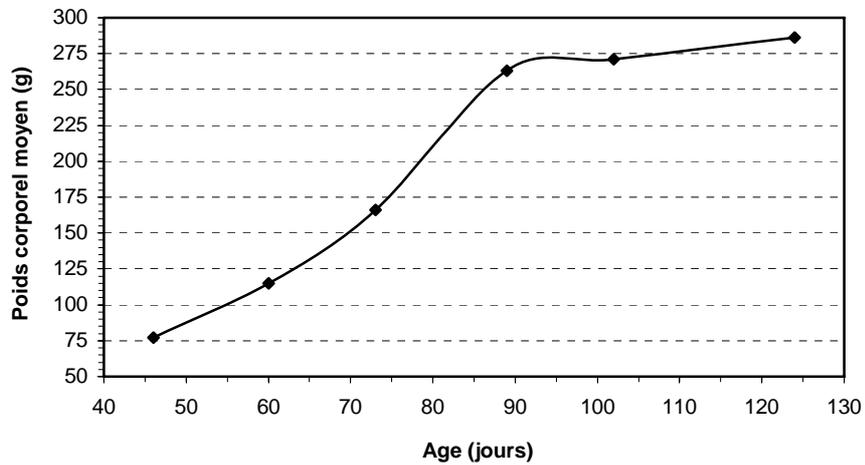


Figure 2.5 : Croissance de juvéniles de *C. idella* en étang (d'après Alabama Department of Conservation, 1966 In Shireman & Smith, 1983)

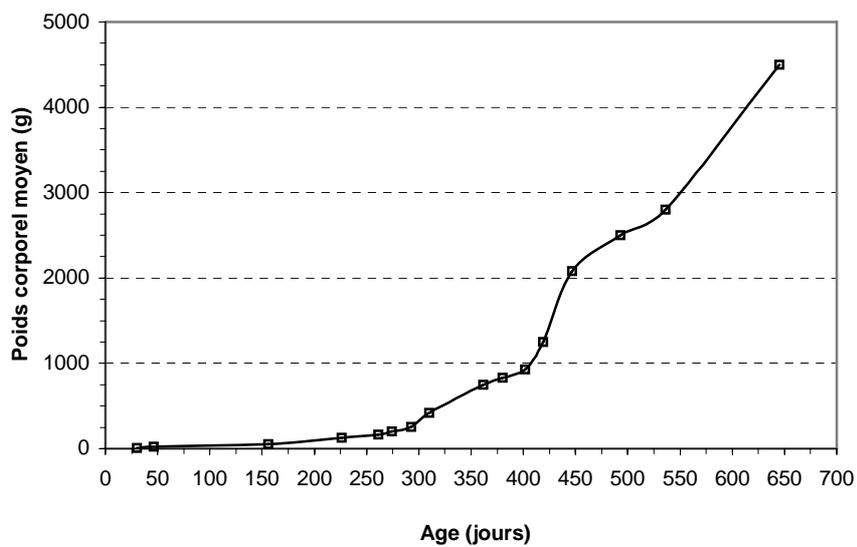


Figure 2.6 : Croissance de la carpe herbivore en étang en Inde (Mehta *et al.*, 1976)

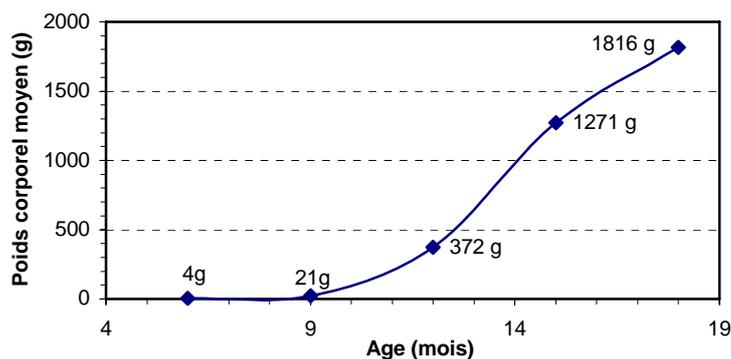


Figure 2.7 : Croissance de la carpe herbivore, *C. idella* en étang en Arkansas (Stevenson, 1965)

Les croissances journalières (g j^{-1}) observées dans ces conditions vont de 1,9 à 9,9 g j^{-1} . Hickling (1960) fournit quelques informations sur le dimorphisme sexuel de croissance pour des carpes herbivores élevées en étang à 28-32°C (tableau 2.3). Ce tableau montre un dimorphisme sexuel de croissance de plus de 30% en faveur des femelles.

Tableau 2.3 : Croissance de carpes herbivores mâles et femelles élevées en étang en Malaisie à 28 – 32°C (Hickling, 1960).

Densité (N indiv. ha^{-1})	Poids moyen initial (kg)		Poids moyen final (kg)		Durée de l'élevage (jour)	Croissance (g j^{-1})	
	Mâle	Femelle	Mâle	Femelle		Mâle	Femelle
140	0,002	0.002	4.5	5.9	515	8.6	11.4
150	3.8	4.0	4.4	6.1	348	4.3	7.3
150	2.7	2.5	4.8	6.1	306	6.6	11.7

En Chine et en polyculture à haute densité, Dah-Su (1957) indique que des carpes herbivores de 30 à 100 g la première année, atteignent un poids de 1,8 à 2,4 kg la troisième année. Aux Iles Fiji, Adams et Titeto (1970) montre dans un élevage en étang une croissance de 6,5 g à 3069 g en l'espace de 486 jours.

Facteur influençant la croissance de la carpe herbivore : en plus de l'aspect qualitatif et quantitatif de l'alimentation, d'autres facteurs dont la température, la teneur en oxygène dissout, la salinité et la densité d'élevage influencent la croissance des carpes herbivores.

Ainsi, en Nouvelle Zélande, Edwards (1978) indique que des juvéniles de 6 g grandissent faiblement d'avril à octobre lorsque la température est inférieure à 14°C ; par contre, elles ont une croissance de 4 g jour^{-1} d'octobre à février et ont atteint un poids corporel de 200 à 500 g. Sutton (1974) a montré également que le taux de croissance des petits individus est beaucoup plus sensible à des changements de température que les gros individus. Ainsi, on observe une corrélation entre la croissance et une augmentation de la température de 23 à 29°C chez des individus de 100 g alors qu'elle n'existe pas pour des individus de 1 kg de poids corporel.

En ce qui concerne l'influence de la teneur en oxygène dissout, la carpe herbivore arrête de se nourrir lorsque le taux d'oxygène est inférieur à 2,5 mg l⁻¹ (Stanley,1975). Shireman *et al.* (1977) montrent également que tant que la teneur en oxygène reste supérieure à 4 mg l⁻¹, il n'y a pas de différence de croissance quelle que soit la densité d'élevage. Par contre lorsqu'elle se situe sous les 4 mg l⁻¹, la prise de nourriture diminue de 45%.

La salinité influence également la croissance. Maceina et Shireman (1980) ont montré que pour des carpes herbivores de 9 à 13 cm se nourrissant de *Lemna minor* (plante aquatique), le gain en poids (%) suivant le degré de salinité était : de 56,3 à 0,1 , 46,2 – 23,7% à 3-6 ; 14,6 % à 9 et 0,6% à 12 . Pour cette dernière valeur de salinité, les juvéniles présentent un comportement de stress au 8^{ème} jour et de la mortalité est observée au 14^{ème} jour.

Blackburn et Sutton (1971) donnent quelques informations sur l'influence de la densité sur la croissance en bassin. Ainsi, des carpes herbivores de 154 à 159 g ont une vitesse de croissance de 13,5 g jour⁻¹ à une densité de 950 ind. ha⁻¹ ; de 10,9 g jour⁻¹ à 1900 ind. ha⁻¹ et 3,6 g jour⁻¹ à 3800 ind. ha⁻¹. Kilgen et Smitherman (1971) ont également observé des différences significatives du taux de croissance suivant la densité d'élevage chez des carpes herbivores élevées de manière extensive en étang (tableau 2.4).

Tableau 2.4 : Effet de la densité d'élevage sur la croissance de la carpe herbivore, *C. idella*, élevée en étang (élevage extensif) durant 99 jours (Kilgen et Smitherman, 1971).

Densité (Nbr ind ha ⁻¹)	Valeurs initiales		Valeurs finales		
	Poids corporel (g)	Longueur (cm)	Poids corporel (g)	Longueur (cm)	Croissance (g jour ⁻¹)
49	64	175	552	356	4,9
99	64	176	283	281	2,2
196	76	184	297	290	2,2
395	78	184	154	238	0,8

Concrètement, la température optimale de croissance pour la carpe herbivore est de 22 à 25°C. En dessous de la température optimale, la croissance chute très rapidement, ainsi en dessous de 20°C, la carpe herbivore grandit faiblement, à 10-15°C, son appétit est très réduit et à 10°C, elle ne se nourrit plus (Jhingran & Pullin, 1988).

2.6. Pathologie (Jhingran & Pullin, 1988)

La carpe herbivore tout comme d'autres espèces de poissons sont affectées par un large spectre de pathologies et parasitismes principalement lorsqu'elles sont élevées dans des conditions de stress suite à des mauvaises conditions environnementales, une nutrition inadaptée et les manipulations.

Une bonne gestion de l'élevage (manipulation, nutrition, qualité d'eau, désinfection du matériel,...etc.) est en règle générale la meilleure manière d'éviter les problèmes de maladie. Une hygiène rigoureuse doit être respectée et principalement dans la phase d'élevage larvaire.

Les carpes herbivores sont sujettes aussi bien à des maladies d'origine virale, fongique, bactérienne et parasitaire. Dans le cas des infections de type fongique tel que *Saprolegnia*, celle-ci apparaît fréquemment surtout chez les géniteurs après des manipulations (sélection, reproduction). Les saprolégnioses sont facilement traitables au moyen du vert de malachite. En étang, les doses utilisées vont de 0,1 à 0,15 ppm (traitement en bain prolongé). Notons également que le vert de malachite serait efficace contre certaines bactérioses, telle que *Flexibacter columnaris*. Le permanganate de potassium est également utilisé contre la saprolégniose à une concentration de 1 g/100 litres dans le cas d'un traitement en bain de 90 minutes.

Les bactéries sont souvent la cause primaire ou secondaire de diverses maladies chez les poissons telles que des ulcères ou autres lésions. Pour combattre les bactérioses, l'utilisation d'antibiotiques (Kanamycine sulfate, nitrofurazone) via la nourriture est une des méthodes pratiquées tout comme l'utilisation du sulfate de cuivre à 500 ppm en bain de 30 secondes à une minute. Dans le cas d'une pathologie causée par *Aeromonas*, l'utilisation de sulphonamide à des doses de 10g pour 45 kg de poissons et par jour est réalisable pour des carpes élevées en eau chaude. Contre le columnaris, infection sérieuse causée par *Flexibacter columnaris*, l'utilisation du sulfate de cuivre en bain de 500 ppm durant 1 à 2 minutes est envisageable. En plus, on peut ajouter dans l'étang de la chloromycétine à 5-10 ppm et si les poissons se nourrissent (ce qui n'est pas fréquent dans ces conditions), on peut incorporer de l'oxytétracycline (antibiotique) dans l'aliment à une dose de 75mg/kg de poisson/jour. On peut également ajouter 2 ppm de permanganate de potassium dans l'étang. Concernant les septicémies hémorragiques, celles-ci n'ont pas encore été observées dans le cas des élevages en eau chaude en étang.

Les protozoaires tel que *Ichthyophthirius multifiliis* (point blanc) se rencontrent également chez la carpe. Ce pathogène se développe principalement dans une gamme de température de 20 – 24°C. Un traitement efficace est l'utilisation en bain d'une heure du formol vert (167-250 ppm de formaldéhyde [40%] + 1-2 ppm de vert de malachite). On peut également utiliser du vert de malachite à 0,15 ppm en étang. *Ichthyobodo* et autres protozoaires flagellés se traitent avec du formol à 100 ppm en bain de 3 heures ou à 40 ppm durant 24 h en étang. Ce traitement peut également être utilisé contre *Trichodina* et autres ciliés (*Trichodinella*, *Chilodonella*, ...).

Concernant d'autres parasites tels que les trématodes (*Gyrodactylus* et *Dactylogyrus*), l'utilisation du Néguvon à 0,1-0,2 ppm en étang est à envisager tout comme un bain de 30 minutes avec 200-250 ppm de formol. Contre les copépodes, tel que *Argulus*, l'utilisation du Lindane à 0,02 ppm en étang serait le traitement le plus efficace. On utilisera par contre du Bromex à 0,12-0,15 ppm en étang contre *Lernaea* (autre copépode).

2.7. Transport

Les principales informations sur le transport de la carpe herbivore, *Ctenopharyngodon idella*, concernent le transport en sacs de polyéthylène pour des larves de quelques jours et petits juvéniles (Berka, 1986). Les tableaux 2.5 et 2.6 donnent une indication précise sur la quantité de larves âgées de quelques jours et de petits juvéniles (2-3 cm) en fonction du volume du sac, de l'eau et de l'oxygène pour différentes durées de transport.

Tableau 2.5 : Nombre de carpes herbivores (larves et petits juvéniles) pouvant être transportées dans des sacs en polyéthylène de 50 litres contenant 20 litres d'eau et 30 litres d'oxygène (Berka, 1986).

	20°C				25°C			
Durée du transport en heures	4	8	12	24	4	8	12	24
Larves (en milliers)	60	50	40	30	40	30	25	15
Durée du transport en heures	8	12	24	48	8	12	24	48
Juvéniles de 2-3 cm (en milliers)	10	8	6	5	8	6	4	3

Note : toutes les 12 heures, il faut soit remplacer l'oxygène, soit réduire de 50 % la quantité de poissons.

Tableau 2.6 : Nombre de carpes herbivores (larves et petits juvéniles) pouvant être transportées dans des sacs en polyéthylène contenant 30 litres d'eau et 30 litres d'oxygène (Berka, 1986).

	20°C				25°C			
Durée du transport en heures	2	5	8	12	2	5	8	
Larves (en milliers)	150 ^a	120	100	80	80	60	40	15
Durée du transport en heures	8	12	24	48	8	12	24	48
Juvéniles de 2-3 cm (en milliers)	10	8	6	5	8	6	4	3

*a : Température minimale. Après 12 heures de transport, il faut soit remplacer l'oxygène, soit réduire de 25 à 50 % la quantité de poissons selon la durée du transport. Pour les juvéniles, il est recommandé de soit remplacer l'oxygène, soit de réduire de 50 % la quantité de poissons toutes les 12 heures.

A titre d'exemple, voici le cas précis d'un transport en sacs de polyéthylène de carpes herbivores de 11 g à une température 20°C sur une durée de 24 heures et donnant 100% de survie (tableau 2.7). Afin de maintenir une température la plus constante, les sacs étaient placés individuellement dans une caisse en carton sur mesure et calorifugée au moyen de panneau en polystyrène. De plus, une plaquette de congélation préalablement réfrigérée était placée dans chaque caisse, contre le sac. Après un voyage de 24 heures (transport par avion et par route), la teneur en oxygène de l'eau était de 36 ppm. Cette opération a été réalisée par la Station d'Aquaculture de Tihange (ULg) dans le cadre d'un projet de coopération au Sénégal dont l'objectif est d'introduire la carpe herbivore pour lutter contre l'envahissement des plantes aquatiques dans des canaux d'irrigation.

Tableau 2.7 : Données sur le transport en sac polyéthylène de carpes herbivores, *C. idella* de 11 g à 20°C pour une durée de 24 heures.

Volume d'un sac :	50 litres
Volume d'eau :	20 litres
Volume d'oxygène :	30 litres
Biomasse de poissons par sac :	1 kg
Durée du transport :	24 heures
Survie :	100 %

Concernant le transport en sacs de gros géniteurs, le tableau 2.8 a et b donnent des indications précises sur la taille du sac en polyéthylène et la quantité d'eau et d'oxygène suivant la taille et le poids de carpes herbivores.

Tableau 2.8 a et b : Données sur la survie de gros géniteurs de carpes herbivores, *Ctenopharyngodon idella*, transportés dans des sacs en polyéthylène (Berka, 1986).

Poids individuel des poissons (kg)	Longueur des poissons (cm)	Longueur des sacs (cm)	Volume des sacs (l)	Quantité d'eau (l)	Quantité d'oxygène (l)
1	39	65	40	19	20
2	49	65	40	18	20
3	56	65	40	17	20
4	62	72	44	18	22
5	67	77	47	18	24
6	71	81	50	19	25
7	74	84	52	19	26
8	77	87	54	19	27
9	81	91	56	19	28
10	84	94	92	36	46
15	95	105	103	36	52
20	105	115	113	36	57
25	114	124	122	36	61
30	121	131	129	34	65

Poids individuel des poissons (kg)	Température de l'eau en °C																								
	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25				
1															114	109	101	94	88	83	78	72	68		
2						121	102	89	78	74	67	60	55	53	49	46	43	40	38	35	33				
3			111	96	87	78	66	58	51	48	43	39	36	35	32	30	28	26	25	23	22				
4		106	92	80	72	65	55	48	42	40	36	33	30	29	27	25	23	22	21	19	18				
5	109	93	81	70	64	57	48	42	37	35	32	29	26	25	23	22	20	19	18	17	16				
6	89	75	66	57	52	47	39	34	30	29	26	23	21	21	19	18	17	16	15	14	13				
7	79	68	59	51	46	42	35	31	27	26	23	21	19	18	17	16	15	14	13	12	12				
8	71	60	53	46	42	37	32	27	24	23	21	19	17	16	15	14	13	12	12	11	10				
9	64	55	48	41	38	34	29	25	22	21	19	17	16	15	14	13	12	11	11	10	9				
10	101	86	75	65	59	53	45	39	35	33	29	27	25	24	22	20	19	18	17	15	15				
15	73	62	54	47	43	39	33	28	26	24	21	19	18	17	16	15	14	13	12	11	11				
20	57	49	43	37	34	30	26	22	19	18	17	15	14	13	12	11	11	10	10	9	8				
25	48	41	36	31	28	25	21	18	16	15	14	13	12	11	10	10	9	8	8	7	7				
30	40	34	29	26	24	21	18	16	14	13	12	11	10	9	9	8	8	7	7	6	6				

Pour le transport de carpes herbivores réalisé en cuve oxygénée, le tableau 2.9 donne des indications précises sur la biomasse de poissons stockés dans une cuve de 1000 litres suivant la température de l'eau.

Tableau 2.9 : chiffres indicatifs pour le transport pendant 5 à 20 heures de carpes herbivores, *C. idella* pesant en moyenne 1000 g stockées en cuve convenablement alimentée en oxygène (Berka, 1986).

Quantité de poissons (kg) pour 1000 litres d'eau à							
0-5	5-8	8-10	10-15	15-20	20-25	25-28	30°C
750	650	500	450	400	310	250	200

- Notes :
1. on peut calculer la quantité d'eau nécessaire au transport en soustrayant le volume de poissons à transporter (avec une équivalence de 1 kg / 1 litre) au volume totale de la cuve.
 2. Au-dessus d'une température de 15°C, les données se rapportent à des poissons à jeun
 3. Pour des poissons pesant de 1000 à 1700 g, le nombre conseillé peut être augmenté de 10-15 %. Les nombres figurant dans le tableau peuvent être diminués de : 20-30 % pour des poissons de 500 à 1000 g ; 30-50 % pour des poissons de 200 à 500 g ; 50-60 % pour des poissons de 100 à 200 g ; 60-80 % pour des poissons de moins de 100 g.

3. UTILISATION DE *C. IDELLA* DANS LE CONTRÔLE DE LA VÉGÉTATION AQUATIQUE

La carpe herbivore, *Ctenopharyngodon idella* est l'espèce la plus utilisée de part le monde pour lutter contre les problèmes d'envahissement de la végétation aquatique dans les étangs, les lacs et les canaux d'irrigation. En effet, cette espèce s'est avérée être un moyen de lutte bien plus économique que les moyens chimiques ou mécaniques. Van Zon *et al.* (1978 In Redding & Milden, 1993) ont ainsi estimé qu'en Egypte, la lutte contre la végétation aquatique par des méthodes biologiques coûterait 75 % de moins que celle assurée par des moyens mécaniques. Il a également été montré que la combinaison des méthodes biologiques (introduction de carpe herbivore) et mécanique était un moyen de lutte plus efficace que l'utilisation de la méthode mécanique seule (Khattab *et al.* In Redding & Milden, 1993).

3.1. Densité de stockage

Le tableau 3.1 donne une indication précise sur les densités de mise en charge de carpes herbivores en fonction de leur poids corporel. Les biomasses lors de la mise en charge vont de 50 à 300 kg ha⁻¹ pour des carpes herbivores de 10 à 300 g et plus. Notons que le choix de la taille et de la quantité des poissons à introduire dans le milieu est également fonction entre autre du niveau d'envahissement par les plantes aquatiques, les conditions climatiques et la vitesse à laquelle on souhaite que le désherbage soit réalisé.

Tableau 3.1 : Relation entre le poids individuel de *C. idella* et la densité de population nécessaire pour lutter contre les plantes aquatiques submergées et flottantes aux Pays-Bas (Zonneveld & Van Zon, 1985 *In* Redding & Milden, 1993)

Poids moyen individuel (g)	Densité de population (kg / ha)	Nb moyen / ha
10-15	50-60	5000
20	60-90	4000
30	60-120	3000
100	120-150	1500
200	180-250	1000
>300	>200-300	500-850

Le tableau 3.2 donne quelques exemples d'utilisation de la carpe herbivore comme moyen de lutte contre la végétation aquatique envahissante.

Tableau 3.2: Exemple de lutte contre la végétation aquatique au moyen de carpes herbivores, *Ctenopharyngodon idella*.

Lieu	Cause	Résultats	Références
Malaisie	Nettoyage de 1,8 ha d'étangs, 650 poissons chargés	22 t nettoyés en 110 jours	Hickling, 1960
URSS	Nettoyage du canal Kara Kum		Edwards, 1980
Arkansas (USA)	Nettoyage 20 000 ha de lacs publics	Réduction de macrophytes. Après 15 ans, pas de problème	Ruskin & Shiplez, 1976
Egypte	Nettoyage de canaux d'irrigation		Van Zon, 1984

3.2. Limites de la technique

De faibles teneurs en oxygène dissout (< 4mg/l) ou leurs fluctuations réduisent de façon importante le niveau d'ingestion des carpes herbivores. Des taux élevés de prolifération de plantes aquatiques peuvent entraîner des fluctuations de la teneur en oxygène, de jour comme de nuit. On a, par conséquent, suggéré d'utiliser les carpes herbivores comme méthode de lutte secondaire après élimination de la majeure partie des plantes aquatiques. Il a également été observé que la mortalité des poissons augmentait dans les zones de végétation dense en raison des conditions d'anaérobie créées. Les poissons de petites tailles semblent mieux tolérer les faibles teneurs en oxygène: Opuszynski (1967) a mis en évidence des seuils d'oxygène de 0,32 - 0,60 mg l⁻¹ pour des carpes herbivores de 2-3 g.

La lutte contre les plantes aquatiques par *C. idella* est efficace à 15-30°C. Cependant, les poissons ont tendance à éviter les températures plus fraîches. Notons également que leurs préférences

alimentaires changent aux basses températures et tendent à devenir plus sélectives (Redding & Midlen, 1993).

Les carpes herbivores tolèrent très bien les eaux agitées, mais elles n'ont tendance à supprimer les plantes des zones courantes qu'après avoir exploité celles des zones calmes (Van Zon, 1977). Elles préfèrent également des profondeurs d'eau supérieures à 30 cm (Janichen, 1978), ce qui tend à restreindre leur utilisation pour les canaux quaternaires, qui sont peu profonds, sauf si des barrières sont utilisées pour empêcher leur migration vers des zones plus profondes.

En outre, les volumes importants de matières fécales produites par les carpes modifient la qualité de l'eau. On a observé des modifications de la turbidité et de la concentration en potassium de l'eau d'étangs peuplés de carpes herbivores pour lutter contre les plantes aquatiques, sans que l'étendue de ces modifications ne semble causer de problèmes écologiques (Lembi *et al.*, 1978).

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Adams, A.E. and Titeko, V. (1970). A progress report on the introduction of grass carp (*Ctenopharyngodon idellus*) in Fiji. *Fiji Agric. J.*, 32(2): 43-46.
- Aliev, D.S. (1976). The role of phytofagous fish in the reconstruction of commercial ichthyofauna and biological melioration of water reservoirs. *Vopr. Ikhtiol.*, 16(2): 247-262 (transl. From Russian in *J. Ichthyol.*, 16(2): 216-229.
- Antalfi, A. and Tolg, I. (1972). Novényevo Halak (Herbivorous fish). Budapest, Hungary, Mezogazdasago Kiado (Agricultural Publishing House), 202 p. (in Hungarian).
- Avault, J.W. (1965). Preliminary studies with grass carp for aquatic weed control. *Prog. Fish-Cult.*, 27(4): 207-209.
- Bardach, J.E., Ryther, J.H. and McLarney W.O. (1972). Aquaculture : the farming and husbandry of freshwater and marine organisms. John Wiley and sons, New-York.
- Berka, R. (1986). Le transport des poissons vivants. Etude de synthèse. *Doc. Tech. CECPI*, (48), 55p.
- Blackburn, R.D. and Sutton, D.L. (1971). Growth of white amur (*Ctenopharyngodon idella* Val.) on selected species of aquatic plant. *Proc. Eur. Weeds Res. Counc. Int. Symp. Aquat. Weeds*, 3: 87-93.
- Boyd, C.E. (1968). Fresh water plants : a potential source of protein. *Econ. Bot.*, 22 : 359-368.
- Cassani, J.R. & Caton, W.E. (1985). Induced triploidy in grass carp, *Ctenopharyngodon idella* Val. *Aquaculture*, 46 : 37-44.
- Cassani, J.R. & Caton, W.E. (1986). Efficient production of triploid grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) utilizing hydrostatic pressure. *Aquaculture* (55), 43-50.
- Colle, D.E. *et al.* (1978). Utilization of selective removal of grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) from a 80-hectare Florida lake to obtain a population estimate. *Trans. Am. Fish. Soc.*, 107(5): 724-729.
- Cross, D.G. (1969). Aquatic weed control using grass carp. *J. Fish Biol.*, 1: 27-30.
- Cuvier, G and Valenciennes, A. (1844). Histoire naturelle des poissons. Paris, Vol. 17, p. 362.
- Dah-Shuh, L. (1957). The method of cultivation of grass carp, black carp, silver carp and bighead carp. China, Aquatic Biology Research Institute, Academia Sinica : 90 p. (Translated from Chinese by Language Services Branch, U.S. department of Commerce, Washington, D.C.
- Edwards, D.J. (1973). Aquarium studies on the consumption of small animals by O-group grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Val.). *J. Fish Biol.* 5(5): 599-605.
- Edwards, D.J. (1974). Weed preference and growth of young grass carp in New Zealand. *N.Z.J. Mar. Freshwat. Res.*, 8(2): 341-350.
- Edwards, D.J. (1975). Taking a bite at the waterweed problem. *N.Z.J. Agric.*, 130(1): 33,35-36.
- Fisher, Z. and Lyakhnovich, V.P. (1973). Biology and bioenergetics of grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.). *Pol. Arch. Hydrobiol.*, 20 (4) : 309-318.

- Forester, J.S. and Avault, J.W. (1978). Effects of grass carp on freshwater red swamp crayfish in ponds. *Trans. Am. Fish. Soc.*, 107(1) : 157-160.
- Gorbach, E.I. (1972). Fecundity of the grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) in the Amur basin. *J. Ichthyol.*, 11(6): 880-90.
- Gorbach, E.I. (1961). Age composition, growth and age of onset of sexual maturity of the white *Ctenopharyngodon idella* (Val.) and the black *Mylopharyngodon piceus* (Rich) amurs in the Amur River Basin. *Vopr. Ikhtiol.*, 1(18) : 119-126. Translated from Russian by R.M. Howland, 1971.
- Hickling, C.F. (1960). Observations on the growth rate of the Chinese grass carp. *Malays. Agric. J.* , 43: 49-53.
- Hickling, C.F. (1966). On the feeding process in the white amur, *Ctenopharyngodon idella*. *J. Zool.*, 148: 408-419.
- Huisman, E.A. (1979). The culture of grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) under artificial conditions. *Schr. Bundesforschungsanst. Fisch., Hamb.* (14/15) vol. 1: 491-500.
- Jhingran, V.G. and Pullin, R.S.V. (1988). A hatchery manual for the common, Chinese and Indian major carps. *ICLARM Studies and Reviews* 11, 191p. Asian Development Bank, Manila, Philippines and International Center for Living Aquatic Resources Management.
- Kilgen, R.G. and Smitherman, R.O. (1971). Food habits of the white amur stocked in ponds alone and in combination with other species. *Prog. Fish-Cult.*, 33(3) : 123-127.
- Kilgen, R.G. and Smitherman, R.O. (1973). Appendix F. Food habits of the white amur (*Ctenopharyngodon idella*) stocked in ponds alone and in combination with others species. In : E.O. Gangstad (Ed.). Herbivorous fish for aquatic plant control. Aquatic Plant Control Program. Tech. Rep. U.S. Army Eng. Waterways Exp. Stn., Vicksburg, Miss., (4) : F1-F13.
- Krupauer, K. (1967). Food selection of two years old grass carp. *Bull. V.U.R. vodnany*, 3 : 7-17.
- Krupauer, K. (1971). The use of the herbivorous fishes for ameliorative purposes in central and eastern Europe. *Proc. Eur. Weed Res. Counc. Int. Symp. Aquat. Weeds*, 3 : 95-103.
- Lembi, C.A. et al. (1978). The effect of vegetation removal by grass carp on water chemistry and phytoplankton in Indian ponds. *Trans. Am. Fish. Soc.*, 107(1): 161-171.
- Lin, S.Y. (1935a). Life history of waan ue, *Ctenopharyngodon idella* (Cuv. et Val.). *Lingnan Sci. J.*, 14(1) : 129-135.
- Lin, S.Y. (1935b). Life history of waan ue, *Ctenopharyngodon idella* (Cuv. et Val.). *Lingnan Sci. J.*, 14(2) : 271-274.
- Ling, S.W. (1967). Feeds and feeding of warm-water fishes in ponds in Asia and the Far East. *FAO Fish. Rep.*, 44(3) : 291-309.
- Maciena, M.J. and Shireman, J.V. (1980). Effects of salinity on vegetation consumption and growth in grass carp. *Prg. Fish-Cult.*, 42(1): 50-53.
- Mehta, I., Sharma, R.K. and Tuank, A.P. (1976). The aquatic weed problem in the Chambal irrigated area and its control by grass carp, pp. 307-314. In : C.K. Varshney and J. Rzoska (eds.). Aquatic weeds in South East Asia. Dr. W. Junk, The Hague, Netherlands.

- Nikol'skiy, G.C. and Aliev, D.D. (1974). The role of far east herbivorous fishes in the ecosystems of natural waters in which they are acclimated. *J. Ichtyol.* (Engl. Transl. Of *Vopr. Ikhtiol.*, 14(6) : 974-979, 14(6) : 842-847.
- Opuszynski, K. (1967). Comparison of temperature and oxygen tolerance in grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) Silver carp (*Hypophthalmolix nobilis* Val.) and mirror carp (*Cyprinus carpio* L.) *Ekol. Pol. Ser. A.*, 15: 386-400.
- Opuszynski, K. (1972). Use of phytophagous fish to control aquatic plants. *Aquaculture*, 1(1) : 61-74.
- Opuszynski, K. (1973). Weed control and fish production. Proceedings of the grass carp conferences, J.V. Shireman (Ed.). Gainesville, Florida, Aquatic Weeds Research Center, University of Florida, Institute of Food and Agricultural Sciences, pp. 103-138.
- Penzes, B. and Tolg, I. (1966). Etude de la croissance et de l'alimentation de la « Grass Carp » en Hongrie. *Bull. Fr. Piscic.* 223 : 70-75.
- Rodriguez-Gutierrez, M.C.M. (1995). Inducing triploid in grass carp (*Ctenopharyngodon idella*) utilizing cold choc thermic. *Aquaculture* (137), 154-155.
- Rothbard, S. (1981). Induced reproduction in cultivated Cyprinids – the common carp and group of Chinese carps: 1. The technique of induction, spawning and hatching. *Bamidgeh* (33), 103-121.
- Rothbard, S. (1982). Induced reproduction in cultivated Cyprinids – the common carp and group of Chinese carps: 2. The rearing of larvae and the primary nursing of fry. *Bamidgeh* (34), 20-32.
- Rottmann, R.W. & Shireman, J.V. (1979). Tank spawning of grass carp. *Aquaculture* 17: 257-267.
- Rottmann, R.W. ; Shireman, J.V. & Lincoln, E.P. (1991). Comparison of three live foods and two dry diets for intensive culture of grass carp and bighead carp larvae. *Aquaculture* (96), 269-280.
- Rozmanova, R.W. (1966). The feeding of white amur larvae kept in fish cages. *Dokl. Akad. Nauk. SSSR.*, 166(3) : 729-731. (Translated from Russian in *J. Biol. Acad. USSR*, 166(3): 27-28.
- Shepherd C.J. & Bromage, N.R. (1992). Intensive fish farming. Blackwell Science 404 pp
- Shireman, J.V. and Maceina, M.J. (1980). Recording fathometer for *Hydrilla* distribution and biomass studies. Annual report to the Corps of Engineers, Aquatic Plant Control Program, Waterways Experiment Station, Vicksburg, Mississippi. Gainesville, Florida, University of Florida, School of Forest Resources and Conversation : 69 p.
- Shireman, J.V. et Smith, C.R. (1983). Synopsis of biological data on the grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Cuvier et Valenciennes, 1844). FAO Fish Synopsis, n°135. Rome, Italie : 86 p.
- Shireman, J.V., Colle, D.E. and Maceina, M.J. (1980). Grass carp growth rates in lake Wales, Florida. *Aquaculture*, 19 : 379-382.
- Shireman, J.V., Colle, D.E. and Rottmann, R.W. (1977). Intensive culture of grass carp, *Ctenopharyngodon idella*, in circular tanks. *J. Fish Biol.*, 11: 267-272.
- Sobolev, Y.A. (1970). Food interrelationships of young grass carp, silver carp, and carp reared jointly in ponds in Belorussia. *J. Ichthyol.*, 10(4) : 528-533.

- Soin, S.G. and Sukhanova, A.I. (1972). Comparative morphological analysis of the development of the grass carp, the black carp, the silver carp, and the bighead (Cyprinidae). . *J. Ichthyol.*, 12(1) : 61-71.
- Stanley, J.G. (1975). Production of monosex white amur for aquatic plant control. Final report to the U.S. Army Corps of Engineers, Aquatic Plant Control Program. Vicksburg, Missouri, U.S. Army Engineer Waterways Experiment Station, 49 p.
- Stevenson, J.H. (1965). Observations on grass carp in Arkansas. *Prog. Fish-Cult.*, 27(4) : 203-206.
- Stott, B. and Cross, D.G. (1973). A note on the effect of lowered temperatures on the survival of eggs and fry of the grass carp, *Ctenopharyngodon idella* (Val). *J. Fish Biol.*, 5(6): 649-58.
- Stroganov, N.S. (1963). The food selectivity of the Amur fishes. Int. Symp. Probl. Fish. Exploit. of Plant Eating Fishes in the water Bodies of the U.S.S.R. Ashkhabad Acad. Sci. Turkmen U.S.S.R.
- Sutton, D.L. (1974). Utilization of *Hydrilla* by white amur. *Hyacinth Control J.*, 12 : 66-70.
- Sutton, D.L. (1977). Grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) in North America. *Aquat. Bot.*, 3 : 157-164.
- Tamas, G. et Horvath, L. (1976). Growth of cyprinids under optimal zooplankton conditions. *Bamidgeh*, 28(3) : 50-56.
- Thompson, B.Z ; Wattendorf, R.J., Hestand, R.S. & Underwood, J.L. (1987). Triploid grass carp production. *Prog. Fish-Cult.* (49), 213-217.
- Van Zon, J.C.J. (1977). Grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) in Europ. *Aquat. Bot.*, 3: 143-155.
- Verigin, B.V., Viet, N. and N. Dong (1963). Data on the food selectivity and daily ration of the white amur. Int. Symp. Probl. Fish. Exploit. of Plant Eating Fishes in the water Bodies of the U.S.S.R. Ashkhabad Acad. Sci. Turkmen U.S.S.R.
- Wattendorf, R.J.(1986). Rapid identification of triploid grass carp with a coulter counter and Channelyser. *The Progressive Fish-Culturist* (48), 125-132.
- Wiley, M.J. and Wike, L.D. (1986). Energy balances of diploid, triploid, and hybrid grass carp. *Trans. Am. Fish. Soc.*, 115 : 853-863.
- Wiley, M.J., Pescitelli, S.M. and Wike, L.D. (1986). The relationship between preferences and consumption rates in grass carp and grass carp x bighead carp hybrids. *J. Fish Biol.*, 29 : 507-514.
- Willey, R.G., Diskocil, M.J. and Lembi, C.A. (1974). Potential of the white amur (*Ctenopharyngodon idella* Val.) as a biological control for aquatic weeds in Indiana. *Proc. Indiana Acad. Sci.*, 83 : 173-178.
- Zonneveld, N. (1984). The spawning season and the relation between temperature and stripping time of grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) in Egypt. *Bamidgeh* (36), 21-28.