

Dossier technique concernant

Neochetina eichhorniae et *N. bruchi* (Coleoptera – Curculionidae)
et
Neohydronomus affinis (Coleoptera – Curculionidae)

pour une demande d'importation et de lâcher à la Réunion
en vue de la lutte biologique contre

Eichhornia crassipes (Pontederiaceae)
et
Pistia stratiotes (Araceae)

plantes aquatiques exotiques envahissantes
des étendues d'eau douce littorales



Avril 2006

Thomas Le Bourgeois
Cirad / UMR PVBMT

Sommaire

<i>Introduction</i>	2
<i>1 Nom et adresse de l'organisme de recherche concerné à la Réunion</i>	3
<i>2 Objectif des recherches et bénéfice potentiel</i>	3
2.1. Espèces cibles	3
2.2. Enjeu pour la Réunion	6
2.3. Objectif des recherches	7
<i>3 Description des installations de confinement proposées pour la recherche à la Réunion</i>	7
<i>4 Identification des organismes importés à la Réunion</i>	8
4.1 Agents de lutte biologique contre <i>E. crassipes</i>	8
4.2 Agent de lutte biologique contre <i>P. stratiotes</i>	12
<i>5 Origine et conditions d'importation</i>	16
<i>6 Conditions d'élevage au Pôle de Protection des Plantes</i>	16
<i>7 Suivi du cycle biologique des insectes en milieu contrôlé</i>	17
<i>8 Lâcher en milieu naturel</i>	17
<i>9 Suivi de la dynamique plante / insecte</i>	18
<i>10 Evaluation de l'efficacité des agents pour la régulation de la jacinthe et de la laitue</i>	18
<i>11 Calendrier du programme</i>	19
<i>12 Budget du programme</i>	19
<i>Annexe 1 : Liste des plantes ayant fait l'objet de tests de spécificité (Julien et al., 1999)</i>	22
<i>Annexe 2 : Tests de spécificité de <i>N. bruchi</i></i>	28
<i>Annexe 3 : Tests de spécificité de <i>N. eichhorniae</i></i>	33
<i>Annexe 4 : Tests de spécificité de <i>Neohydronomus affinis</i></i>	35

Introduction

Les étendues d'eau douce littorales de la Réunion comme l'Etang du Gol, et l'Etang de Saint Paul se trouvent régulièrement et totalement envahies par les plantes aquatiques envahissantes comme la jacinthe d'eau (*Eichhornia crassipes*) et la laitue d'eau (*Pistia stratiotes*). En février 2006 le recouvrement de l'Etang du Gol était de 100 % dont 40 % liée à *E. crassipes* et 60 % lié à *P. stratiotes*. Compte tenue de la vitesse de croissance de ces plantes (la biomasse double entre 10 et 20 jours lorsque les conditions sont favorables), il a été estimé que la biomasse produite au niveau de cet étang était en moyenne de 4000 tonnes toutes les 2 semaines, ce qui rend impossible la lutte mécanique. La lutte chimique n'est pas envisageable du fait de son coût et de son impact environnemental.

Il est donc proposé de réguler les populations de ces deux espèces aquatiques envahissantes par une lutte biologique, dans le cadre d'un programme de recherche/action de 3 ans.

Ce dossier technique est élaboré pour accompagner la demande d'introduction de trois insectes exotiques *Neochetina eichhorniae*, *N. bruchi* agents de lutte biologique contre la jacinthe d'eau (*Eichhornia crassipes*) et *Neohydronomus affinis* agent de lutte biologique contre la laitue d'eau (*Pistia stratiotes*).

Ce dossier technique a été constitué conformément aux normes OEPP de 2000 « Sécurité de la lutte biologique PM 6/1(1) portant sur « **l'importation d'agents exotiques de lutte biologique aux fins de recherche et de confinement** » et PM 6/2(1) portant sur « **l'importation et le lâcher d'agents exotiques de lutte biologique** » (OEPP, 2000). Il est également conforme au code de bonne conduite pour l'importation et le lâcher d'agents exotiques de lutte biologique de la FAO de 1996 (FAO, 1996).

Ce dossier comprend également le programme d'action proposé pour la Réunion et le budget correspondant aux coûts additionnels nécessaires à sa mise en œuvre

1 Nom et adresse de l'organisme de recherche concerné à la Réunion

Cirad
Pôle de protection des plantes
Route Ligne Paradis
97410 Saint Pierre
Réunion – France

Nom des personnes qui conduiront les recherches à la Réunion

Thomas Le Bourgeois (Dr. HDR), Malherbologue
Serge Quilici (Dr. HDR), Entomologiste

Conformément aux articles L413-1 à 5 du code de l'environnement réglementant les établissements détenant des animaux d'espèces non domestiques et les articles L213-1 à 5 et R213-2 à 213-22 du code rural, Thomas Le Bourgeois et Serge Quilici sont détenteurs d'un certificat de capacité d'élevage délivré par le préfet de la Réunion après avis des Services vétérinaires de la DDAF.

Thomas Le Bourgeois : certificat de capacité n° 974-64, arrêté préfectoral n° 05 – 2605/SG/DRTC du 30 septembre 2005

Serge Quilici : certificat de capacité n° 974-58, par arrêté préfectoral n° 05 – 2602/SG/DRTC du 30 septembre 2005

2 Objectif des recherches et bénéfice potentiel

2.1. Espèces cibles

2.1.1 La jacinthe d'eau

Nom scientifique : *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms

Famille : Pontederiaceae

Synonymes : *Eichhornia speciosa* Kunth, *Heteranthera formosa* Miq., *Piaropus crassipes* (Mart.) Raf., *Pontederia azurea* Sw., *Pontederia crassipes* Mart., *Pontederia elongata* Balf. (Randall, 2002)

Origine : Bassin amazonien

Répartition mondiale : Toutes les régions tropicales, subtropicales et tempérées chaudes

Date d'introduction à la Réunion : inconnue



Photo 1: *E. crassipes* adulte (T. Le Bourgeois/Cirad)

Répartition à la Réunion : Etang du Gol, St Gilles, St Paul, Colosse

Description : Espèce herbacée pérenne, aquatique (photo 1). Plante formant des touffes flottantes ou enracinées dans la boue. La tige est courte est rhizomateuse ou stolonifère, s'enracinant aux noeuds. Longues racines fasciculées fortement teintées de pigments anthocyaniques. Feuilles en rosettes, portées par un pétiole spongieux long de 10 à 30 cm (parfois plus), gonflé en outre chez les jeunes feuilles. Limbe circulaire à oblong de 15 cm de long, lisse, glabre, d'aspect cartilagineux. Inflorescence en épis, de 4 à 10 fleurs, longuement pédonculé (jusqu'à 60 cm). Fleur à 6 tépales soudés en tube à la base, de couleur bleu clair à bleu mauve, le pétales supérieur avec les taches violettes et un centre jaune. 6 étamines dont 3 longues et 3 courtes. Le fruit est une capsule membraneuse, triloculaire déhiscente contenant un grand nombre de graines. Graine ovoïde à tégument réticulé de 1 mm de long (Holm *et al.*, 1977).

Ecologie : Plante flottante en eau douce, pH 7 ou acide, température optimale de croissance 27 à 30°C [22-35], bénéficie des teneurs élevées en N,P,K dans le milieu.

Multiplication : Végétative par stolons et plantes filles, la production de graine à la Réunion n'est pas connue. Les graines restent viables pendant 30 ans

Production : En conditions écologiques favorables la biomasse double en 5 à 15 jours. La biomasse est de l'ordre de 280 à 400 t/ha

Impact négatif : Empêche la navigation, bloque les barrages, gêne l'accès à l'eau pour le bétail et les populations ainsi que la pêche, bloque les pompes, intercepte la lumière, réduit le taux d'oxygène, augmente de 2 à 8 fois l'évaporation d'une surface d'eau libre, bouleverse l'équilibre minéral, fort dégagement d'H2S.

A la Réunion en dehors de l'impact écologique et humain sur les milieux aquatiques d'eau douce, l'évacuation des mats de jacinthe dans le milieu marin lors de fortes crues des étangs, se traduit par une pollution des rivages et des lagons voisins mais également par des risques vis-à-vis de la navigation côtière (Comm. Brigade maritime).

2.1.2 La laitue d'eau

Nom scientifique : *Pistia stratiotes* L.

Famille : Araceae

Synonymes : *Apiospermum occidentalis* Blume, *Limonensis commutata* Klotzsch, *L. friedrichsthaliana* Klotzsch, *Pistia aethiopica* Fenzl ex Klotzsch, *P. africana* C.Presl, *P. commutata* Schled., *P. crispata* Blume, *P. occidentalis* Blume (Randall, 2002)

Origine : Incertaine



Photo 2 : Adulte *Pistia stratiotes* (T. Le Bourgeois/Cirad)

Répartition mondiale : Toutes les régions tropicales subtropicales et tempérées chaudes

Date d'introduction à la Réunion : 1865-70 depuis Madagascar

Répartition à la Réunion : Etang du Gol, St Gilles, St Paul, Colosse

Description : Espèce herbacée pérenne, aquatique (photo 2). Plante formant des touffes flottantes ou enracinée dans la boue. La tige est courte est rhizomateuse ou stolonifère. Les feuilles sont dressées, disposées en rosettes, sessiles, de forme obovale, en coin à la base, épaisses et spongieuses, de couleur vert-jaunâtre. Elles mesurent 2,5 à 15 cm de long et de large, sont couvertes d'une fine pubescence surtout à la base du limbe et présentent une nervation longitudinale très marquée. Les fleurs bisexuées sont portées par un spadice, inclus dans une spathe blanche, finement pubescente, longue de 7 à 12 mm et large de 5 mm, courtement pédonculée au centre de la rosette de feuilles. Les fruits sont de petites capsules oblongues, pointues à l'extrémité, contenant de 4 à 10 graines oblongues de 2 mm de long et 1 mm de large, de couleur noire et striée longitudinalement.

Ecologie : Plante flottante en eau douce, pH 4, Température optimale 22 à 30°C [15-35], bénéficie des teneurs élevées en N,P,K dans le milieu. Est présente à Madagascar jusqu'à 1200 m d'altitude.

Multiplication : Végétative par stolons et plantes filles, la production de graines à la Réunion a été observée en différents sites (Le Gol, St Paul) ainsi que des germinations en avril 2006 après le cyclone Diwa (photo 3) et après que la grande majorité des pieds mères aient été évacués par le courant, mais nous ne savons pas si ces germinations peuvent avoir lieu tout au long de l'année. Dès un stade très jeune (4 – 5 feuilles) les nouveaux pieds émettent des stolons et des pieds filles (photo 4).

Production : Biomasse double en 5 à 15 jours, de l'ordre de 200 t/ha

Impact négatif : Empêche la navigation, bloque les barrages, gêne l'accès à l'eau pour le bétail et les populations ainsi que la pêche, bloque les pompes, intercepte la lumière, réduit le taux d'oxygène, augmente de 2 à 8 fois l'évaporation d'une surface d'eau libre, bouleverse l'équilibre minéral, fort dégagement d'H2S. Hôte préférentiel pour différentes espèces de moustiques (*Anopheles*, *Mansonia*) vecteurs du paludisme, encephalomyelite et filariose.

A la Réunion en dehors de l'impact écologique et humain sur les milieux aquatiques d'eau douce, l'évacuation des mats de laitue dans le milieu marin lors de fortes crues des étangs, se traduit par une pollution des rivages et lagons voisins, mais également par des risques vis-à-vis de la navigation côtière (Comm. Brigade maritime).



Photo 3 : Germination de *P. stratiotes* (T. Le Bourgeois/Cirad)



Photo 4 : Stolonisation des très jeunes plants (T. Le Bourgeois /Cirad)

2.2. Enjeu pour la Réunion

Les différentes étendues d'eau douce en zone littorale sont envahies par ces deux espèces aquatiques de façon plus ou moins importante dans le temps et l'espace. Pour l'Etang du Gol, l'analyse réalisée le 14 février 2006 montrait 100 % de recouvrement de l'étang (16ha) dont 40% dû à *E. crassipes* et 60% du à *P. stratiotes* (Photo 5). Bien que des événements climatiques majeurs comme les cyclones (exemple de Diwa en février 2006) se traduisent une évacuation des plantes aquatiques flottantes vers la mer (photo 6), il s'ensuit au niveau de l'étang, une recolonisation de la surface en quelques mois, à partir des semences et des pieds restants. D'autre part l'évacuation à la mer, se traduit par un danger pour la navigation et une pollution des côtes et lagons voisins.



Photo 5 : Etang du Gol le 6 fév. 2006 (T. Le Bourgeois / Cirad)



Photo 6 : Etang du Gol le 6 mars 2006 (T. Le Bourgeois / Cirad)

L'infestation des étangs par la jacinthe et la laitue d'eau se traduit, d'un point de vue écologique, par une évapotranspiration très forte, une réduction de la pénétration de la lumière, une anoxie, une baisse du pH, une absorption de minéraux dissous, une eutrophisation du milieu, un dégagement d'H₂S et un bouleversement global de l'écosystème aquatique.

Au niveau humain, l'espace de l'étang du Gol et une partie de l'étang de Saint Paul sont aménagés en zone de détente ouverte au public et/ou en ENS (Espace Naturel Sensible). La couverture de l'étang par les plantes aquatiques détériore l'aspect du site, empêche la pêche à la ligne. Compte tenu du rôle favorisant de *P. stratiotes* pour la multiplication des moustiques, il est possible qu'elle favorise le développement et la multiplication d'*Aedes albopictus* vecteur du virus provoquant la maladie de chikungunya. Ceci reste à vérifier.

Si on voulait extraire mécaniquement la biomasse produite par ces 2 espèces, compte tenu des données sur la croissance de ces plantes, on peut estimer la production de biomasse au niveau de l'étang du Gol à 3840 tonnes tous les 10 jours (16ha x 40% x 300t/ha jacinthe + 16 ha x 60% x 200t/ha laitue). Le coût financier et énergétique (moyens humains, matériel, transport ...) d'un tel travail n'a pas été chiffré mais serait énorme sans pour autant arriver à réguler l'invasion dont la vitesse de développement est nettement supérieure à celle de la lutte mécanique quelle qu'elle soit (bateau, pelle mécanique, tapis roulant, manuelle...). Ce type de lutte n'est mis en œuvre, dans le monde, que sur des sites stratégiques (prise d'eau de pompe, barrage hydroélectrique, sortie de port) ce qui n'est pas le cas à la Réunion. La lutte chimique ne peut être envisagée compte tenu de son impact toxicologique sur le milieu.

A court, moyen et long terme seule la lutte biologique peut être envisagée pour une régulation naturelle durable de ces deux espèces envahissantes à un coût très faible et sans impact écologique négatif sur le milieu.

2.3. Objectif des recherches

L'objectif du programme de recherche à la Réunion portera sur :

- l'analyse de la qualité sanitaire des insectes envoyés.

Cette analyse sera réalisée en laboratoire de quarantaine NS3. Les insectes seront placés dans des cages sur les plantes hôtes présentes à la Réunion, *E. crassipes* pour *N. eichhorniae* et *N. bruchi* et *P. stratiotes* pour *N. affinis*, en salle d'élevage (25°C, lumière 12h/12h). Cette analyse portera sur le suivi sanitaire des adultes expédiés d'Afrique du Sud (vérification de l'absence de développement d'entomopathogènes et de parasitoïdes).

- La mise en élevage des insectes :

L'étude de la ponte des adultes sur les plantes hôtes. Au fur et à mesure de l'obtention de pontes en cage (confinement NS3), celles-ci seront isolées des adultes pour qu'il ne puisse pas y avoir de contamination possible entre adultes de première et de deuxième génération. Les plantes seront transférées à l'extérieur, sur le site du 3P, dans des bassins de culture/élevage.

L'étude du cycle de développement des insectes et comparaison avec les données bibliographiques.

L'étude de la fécondité des femelles et comparaison avec les données bibliographiques.

Ces données nous permettront d'évaluer le potentiel des insectes à la Réunion.

- La multiplication des insectes de façon à préparer les lots qui seront lâchés en milieu réel.
- Le suivi de l'acclimatation des insectes et de leur dynamique de développement et de dispersion dans les zones de lâcher.
- Le suivi de la dynamique de régulation des populations de *E. crassipes* et *P. stratiotes* en fonction de la dynamique des populations d'agents de lutte biologique.

Le bénéfice potentiel de ces travaux est une régulation biologique naturelle de ces deux plantes aquatiques envahissantes, efficace dès 1 à 3 ans et durable sur le long terme sans intervention majeure, sans impact négatif sur l'environnement, à un coût financier très faible sur le court terme et le long terme. Cette régulation permettra d'une part une valorisation et une utilisation de ces plans d'eau pour le public, la réduction d'une niche écologique extrêmement favorable au développement des moustiques (*P. stratiotes* est un facteur très favorable au développement des moustiques) et une forte réduction de l'évapotranspiration des plans d'eau.

3 Description des installations de confinement proposées pour la recherche à la Réunion

Le Pôle de Protection des Plantes à Saint Pierre est une infrastructure dédiée à la protection des plantes. Il comprend 1500 m² de laboratoires organisés en plateaux techniques spécialisés. Le laboratoire d'écologie terrestre et de lutte intégré est dédié à l'entomologie et à la malherbologie. A l'extrémité de cette aile de laboratoire se trouve un bâtiment de 94 m² comprenant 10 salles d'élevage aux conditions de lumière, hygrométrie et température

contrôlées par ordinateur central. Tous les laboratoires et salles l'élevage sont au niveau de sécurité NS2 (effluents solides et liquides).

Le 3P possède également un laboratoire de quarantaine de 65 m² au niveau de sécurité NS3 (sécurité insectes, pathogènes, OGM, effluents gazeux, solides et liquides). Il comporte 3 salles d'élevage et de culture.

Ce laboratoire est spécialisé dans l'étude des phytopathogènes (bactéries, virus et champignons), des insectes ravageurs des plantes et des ennemis naturels des insectes ravageurs et des mauvaises herbes. Il permet de maintenir ces agents d'étude dans un état de confinement et d'isolement maximum, d'éviter tout risque pour l'environnement et de répondre aux normes françaises et européennes de confinement. Son but est d'éliminer le risque d'introduction sur l'île de souches de parasites absentes sur l'île qui pourraient agraver la situation épidémique.

4 Identification des organismes importés à la Réunion

4.1 Agents de lutte biologique contre *E. crassipes*

Deux charançons sont proposés pour la lutte biologique contre *E. crassipes*. Il s'agit de :

Neochetina bruchi Hustache (1926) (Coleoptera, Curculionidae, Erirhinae)

Neochetina eichhorniae Warner (1970) (Coleoptera, Curculionidae, Erirhinae)

Le genre *Neochetina* comprend six espèces, toutes originaires d'Amérique du Sud et toutes se nourrissant uniquement de plantes de la famille des *Pontederiaceae*.

Les descriptions et informations sur la biologie et l'écologie des deux agents de lutte biologique sont résumées à partir des publications suivantes (Aguilar *et al.*, 2003; Bashir *et al.*, 1984; Center, 1982; 1987; 1994; Center *et al.*, 1999; Center *et al.*, 2005; DeLoach & Cordo, 1976; Grodowitz *et al.*, 1997; Gutiérrez *et al.*, 1996; Julien *et al.*, 1999; Julien & Orapa, 1999; Martinez Jimenez *et al.*, 2001; Mbati & Neuenschwander, 2005; Ochiol *et al.*, 2001; Thyagarajan, 1983)

Description

Neochetina bruchi Hustache

Les œufs sont blanchâtres, ovoïdes et mesurent 0,8 mm de long et 0,6 mm de large. Ils sont déposés isolément ou par groupes (jusqu'à 25) dans le tissu aérenchymateux, au niveau du tiers médian des pétioles de vieilles feuilles. Ils sont déposés dans des trous creusés par la femelle. Ils ne peuvent se développer à une température inférieure à 15°C

Les larves sont blanches avec une capsule céphalique brun clair. Il y a trois stades larvaires. Les larves creusent des tunnels dans les pétioles et dans le plateau caulinaire basal, pouvant ainsi se développer au détriment des bourgeons axillaires. La croissance de la plante se faisant par émission de nouvelles feuilles au centre de la rosette, les vieilles feuilles extérieures contiennent les vieilles larves. Celles-ci peuvent migrer vers les jeunes feuilles centrales provoquant d'importants dégâts.

La nymphose a lieu sous l'eau au niveau des racines. Les larves complètement développées, quittent la couronne de feuilles et migrent vers les racines. Elles construisent un cocon sphérique brun de 2 mm de diamètre à l'aide de poils racinaires et fixé à une grosse racine.

Les adultes sont des charançons de 4 à 5 mm de long, de couleur brune avec un long et large rostre pourvu à son extrémité de 2 antennes coudées caractéristiques des charançons. Ils

possèdent deux petites taches noires longitudinales au centre des élytres. Les jeunes adultes présentent une décoloration en chevron ou en V au niveau des élytres. Ils ont une activité nocturne, restant cachés à la base des feuilles dans la journée. Ils commencent à s'alimenter 24 heures après émergence. Ils se nourrissent en décapsant l'épiderme des feuilles sous forme de petites scarifications subcirculaires. Les adultes se nourrissent à partir du tiers supérieur du pétiole et du limbe de la feuille, préférentiellement sur les jeunes feuilles. Les femelles commencent à pondre 3 à 7 jours après émergence. Le maximum de ponte a lieu durant la deuxième semaine et 90% des œufs sont pondus dans les 5 semaines de vie. La température optimale d'alimentation et de ponte est de 30°C.

***Neochetina eichhorniae* Warner**

Les œufs sont plus minces et plus mous que ceux de *N. bruchi*. Ils sont pondus juste sous l'épiderme et sont visibles au travers de l'épiderme. Ils sont pondus à la base des pétioles. Les œufs ne peuvent se développer à une température inférieure à 20°C.

Les larves ont le même aspect et suivent le même développement que celles de *N. bruchi*.

Les nymphes des deux espèces ne peuvent être différencierées.

Les adultes des deux espèces se ressemblent beaucoup. Cependant les adultes de *N. eichhorniae* se distinguent par une taille légèrement inférieure, des taches longitudinales sur les élytres beaucoup plus longues et l'absence de chevron de décoloration.

La figure 1 présente les différences entre les deux espèces.

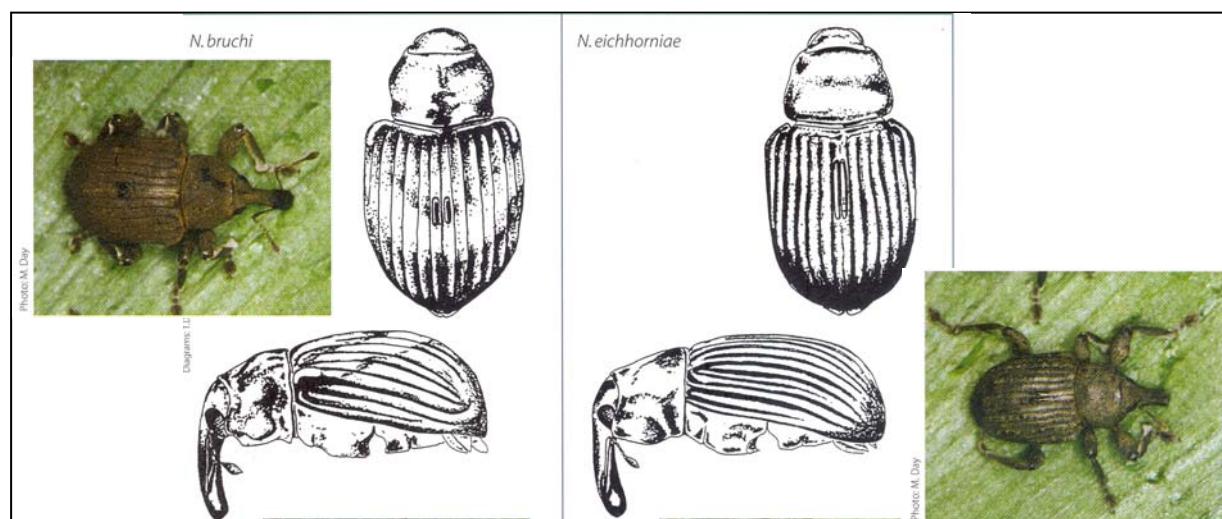


Figure 1 : Différences morphologiques entre *N. bruchi* et *N. eichhorniae*

Cycle de développement

Le cycle de développement des deux espèces est présenté à la figure 2.

Stade œuf : 7 à 15 j

Stade larvaire : 32 à 90 j

Stade nymphe : 20 à 30 j

Stade adulte : 89 à 142 j

Temps entre deux générations : 72 à 120 j

Les temps de développement de chaque stade sont très variables en fonction de la température et de la qualité nutritionnelle des plantes hôtes.

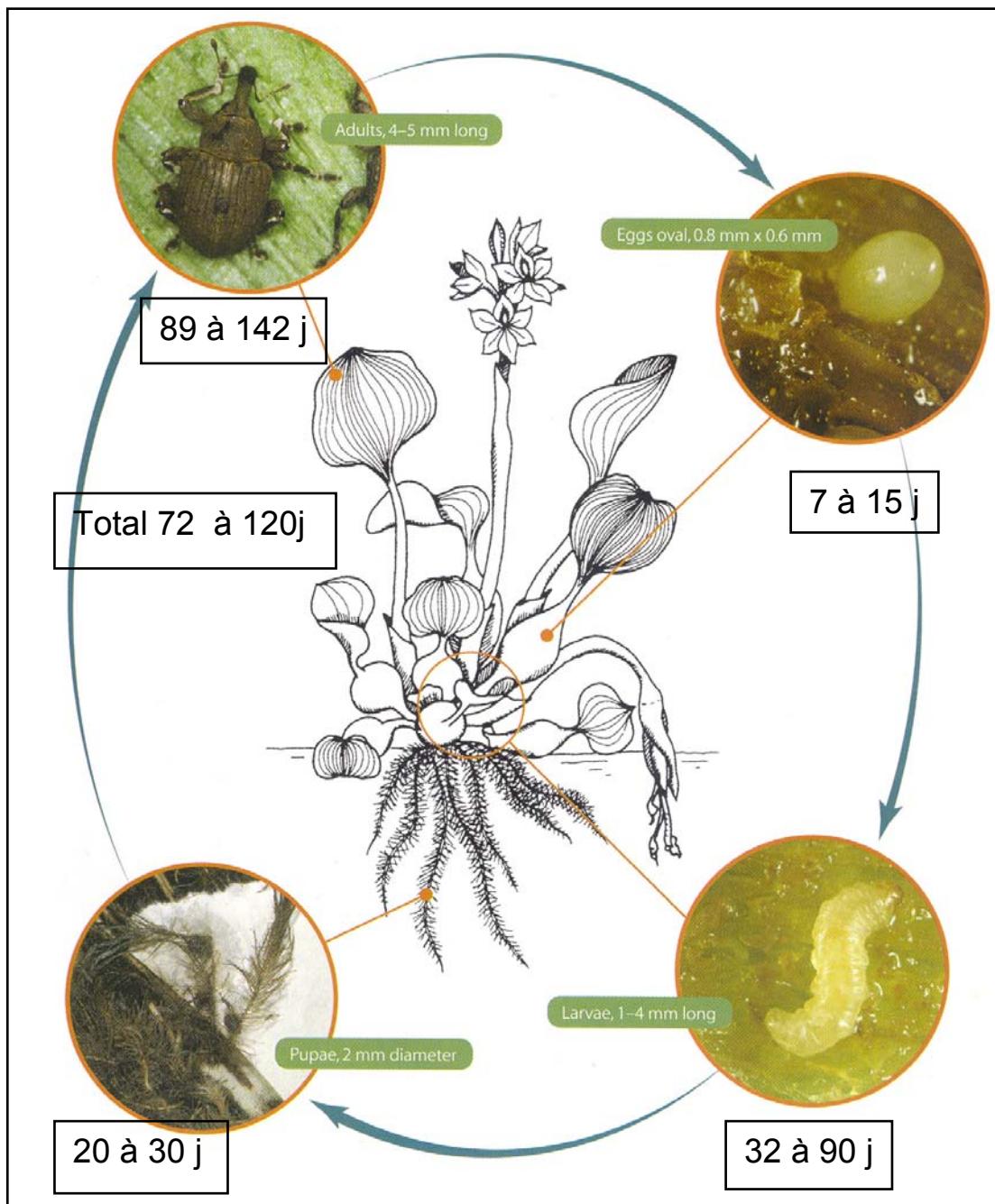


Figure 2 : Cycle de développement de *N. bruchi* et *N. eichhorniae*

Ennemis naturels connus

Les seuls ennemis naturels recensés sont des nématodes, similaires à ceux trouvés sur *Neohydronomus affinis*. Aucun parasitoïde n'a été observé.

Impact sur la plante hôte

Les dégâts des deux charançons sont liés aux attaques des larves et des adultes. Une consommation importante par les adultes se traduit par un dessèchement et un enroulement des feuilles. Les tunnels des larves provoquent des nécroses des tissus adjacents. Sous l'effet des charançons, les pétioles deviennent plus fins et cassants, les plantes se remplissent d'eau

et coulent graduellement. Les mats de jacinthe se fragmentent. Les nouveaux individus formés (plantes filles) sont plus petits que les pied-mères. La production de fleurs, de feuilles et de plantes filles est réduite. L'efficacité des *Neochetina* spp. et la rapidité de leur action dépend du nombre d'individus présents, de leur distribution sur la zone infestée et des conditions écologiques (température, qualité nutritive des plantes).

Spécificité des *Neochetina* spp.

Il est primordial que les agents de lutte biologique soient spécifiques de la plante envahissante à détruire et ne puissent s'attaquer à d'autres plantes, notamment à des espèces indigènes ou endémiques ou à des plantes d'intérêt économique. Les deux espèces sélectionnées ne se nourrissent que de plantes appartenant à la famille des Pontederiaceae.

La flore des Mascareignes ne mentionne aucune espèce indigène appartenant à la famille des Pontederiaceae, ni aucune espèce exotique de cette famille autre que *Eichhornia crassipes*.

Au cours des études de spécificité réalisées dans différents pays (Argentine, USA, Australie, Egypte, Inde, Indonésie, Kenya, Malaisie, Thaïlande, Ouganda, Vietnam, Chine, Zimbabwe), 274 espèces végétales appartenant à 77 familles botaniques ont été testées. Cette liste comprend des espèces taxonomiquement proches de *E. crassipes* ou éloignées mais d'importance économique. Cette liste est présentée en Annexe 1 (Julien *et al.*, 1999).

Les espèces sur lesquelles on a pu observer des traces de consommation, de ponte ou de développement larvaire sont présentées en Annexe 2 pour *N. bruchi* et en annexe 3 pour *N. eichhorniae*.

Il ressort de ces tests de spécificité que, si des traces de consommations ont été observées sur certaines espèces en tests de survie, il n'y a aucune consommation de plante autre que *E. crassipes* dans les tests avec choix. Seules quelques Pontederiaceae comme *Monochoria cyanea*, *Monochoria vaginalis*, *Pontederia cordata*, *Reussia rotundifolia*, présentent des traces de consommation et parfois des pontes avec début de développement larvaire ou exceptionnellement formation de nymphe pour *Reussia rotundifolia*, mais à des taux très inférieurs à ceux observés sur *E. crassipes* et sans qu'il y ait de développement complet. Toutes ces espèces sont absentes de la Réunion. Au vu de la bibliographie, ces insectes ne présentent aucun risque environnemental pour la Réunion.

Pays d'introduction

Le tableau 1 synthétise les pays dans lesquels les *Neochetina* spp. ont été introduits depuis 1971.

Tableau 1 : Pays et date d'introduction de *Neochetina bruchi* et *N. eichhorniae*

<i>Neochetina bruchi</i>	<i>Neochetina eichhorniae</i>
Mozambique 1972	Zimbabwe 1971
USA 1974	Zambie 1971
Panama 1977	USA 1972
Soudan 1979	Mexique 1972
Inde 1984	Afrique du Sud 1974
Honduras 1989	Australie 1975
Zimbabwe 1990	Fiji 1977
Australie 1990	Soudan 1978
Thaïlande 1991	Thaïlande 1979
Malaisie 1992	Indonésie 1979
Benin 1992	Myanmar 1980
Philippines 1992	Îles Salomon 1982
Taiwan 1993	Inde 1983
Ouganda 1993	Malaisie 1983
Papouasie NG 1993	Vietnam 1984
Ghana 1994	Sri Lanka 1988
Nigeria 1995	Honduras 1990
Tanzanie 1995	Benin 1991
Mexique 19925	Philippines 1992
Cuba 1995	Ouganda 1993
Malawi 1995	Kenya 1993
Afrique du Sud 1996	Nigeria 1993
Chine 1996	Ghana 1994
Indonésie 1996	Malawi 1995
Vietnam 1996	Tanzanie 1995
Côte d'Ivoire 1997	Côte d'Ivoire 1997
Kenya 1997	Burkina Faso 1998
Zambie 1997	Chine ?
Burkina Faso 1998	Papouasie NG ?
	Taiwan ?

4.2 Agent de lutte biologique contre *P. stratiotes*

Un charançon est proposé pour la lutte biologique contre *P. stratiotes*. Il s'agit de :

Neohydronomus affinis Hustache (Coleoptera : Curculionidae, Erirhinae)

Synonymie : *Neohydronomus pulchellus* Hustache, *Neohydronomus pulchellus* var. *affinis* Hustache. Le genre *Neohydronomus* comprend trois espèces, toutes originaires d'Amérique du Centre et du Sud et toutes se nourrissant de *P. stratiotes*.

Les descriptions et informations sur la biologie et l'écologie de cet agent de lutte biologique sont résumées à partir des publications suivantes (Ajuonu & Neuenschwander, 2003; Center *et al.*, 1989; Center *et al.*, 2005; DeLoach *et al.*, 1976; Dray & Center, 2003; Habeck &

Thompson, 1997; Harley *et al.*, 1990; Howard & Matindi, 2003; Mbati & Neuenschwander, 2005) (Cilliers, 1991) (Thompson & Habeck, 1989).

Description

Les œufs sont de couleur crème, sphériques et mesurent 0,4 mm de long et 0,325 mm de large. Ils sont déposés isolément dans des trous creusés dans le tissu aérenchymateux et rebouchés par une substance noire. Une femelle pond en moyenne 1 œuf/jour. La température optimale de développement est de 25°C.

Les larves sont jaunes avec une capsule céphalique brun clair. Il y a trois stades larvaires. Au troisième stade, elles mesurent 2,5 à 3 mm de long. Les larves creusent des tunnels dans les jeunes feuilles à raison de 1,5 – 2 cm de tunnel par jour.

La nymphose a lieu dans les feuilles. La larve complètement développée, creuse une petite poche dans le tissu foliaire et se transforme en une nymphe nue, sans cocon.

Les adultes sont des petits charançons de 1,8 (mâle) à 2,1 (femelle) mm de long, avec un rostre presque droit, fortement

rétréci à la base en face ventrale. La couleur des élytres va du bleu-gris au rouge-brun présentant un chevron plus foncé (photo 7). Les antennes sont fixées presque à l'extrémité du rostre. Les variations de couleur sont liées à des écailles. Il n'est pas toujours facile de savoir si elles sont mouillées, sales ou manquantes. Les femelles forent un trou de 0,5 mm de diamètre dans l'aérenchyme des feuilles de *P. stratiotes*, à la face supérieure et plutôt en bordure de limbe, déposent un œuf unique et referment le trou avec une substance noire. Les adultes se nourrissent du tissu spongieux des feuilles, en creusant des trous d'environ 1,4 mm de diamètre.

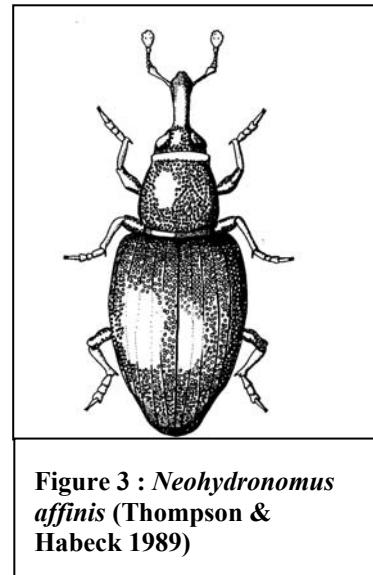


Figure 3 : *Neohydronomus affinis* (Thompson & Habeck 1989)

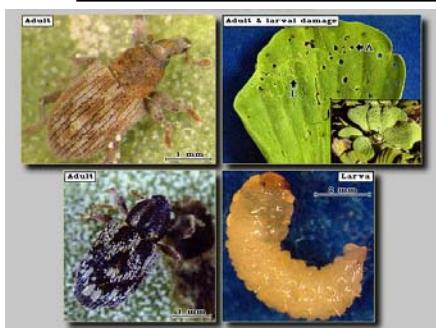


Photo 7 : Différents stades de développement de *N. affinis*

Cycle de développement

Le cycle de développement de *N. affinis* est le suivant :

Stade œuf : 4 - 5 j

Stade larvaire : 11 - 14 j

Stade nymphe : 4 - 5 j

Stade adulte : plusieurs mois, notamment en hiver

Temps entre deux générations : 25 à 30 j

Les temps de développement de chaque stade sont variables en fonction de la température (6 semaines pour une température inférieure à 21°C) et de la qualité nutritionnelle des plantes hôtes.

Les observations réalisées dans la nature montrent qu'il y a 3 générations par an en Argentine (région d'origine).

Ennemis naturels connus

Les seuls ennemis naturels recensés sont des nématodes, similaires à ceux trouvés sur *Neochetina* sp. Aucun parasitoïde n'a été observé mais des prédateurs entomophages généralistes sont sans doute responsables de la régulation des populations dans la nature.

Impact sur la plante hôte

Les dégâts de *N. affinis* sont liés aux attaques des larves et des adultes. Les adultes font des trous plus ou moins profonds dans les feuilles, tandis que les larves creusent des mines. L'insecte n'attaque pas le plateau caulinaire ni les racines. Les insectes arrivent à tuer les plantes en 8 à 23 jours en fonction de la densité d'insectes par plante.

Spécificité de *Neohydronomus affinis*

Il est primordial que les agents de lutte biologique soient spécifiques de la plante envahissante à détruire et ne puissent s'attaquer à d'autres plantes, notamment à des espèces indigènes ou endémiques ou à des plantes d'intérêt économique.

La flore des Mascareignes ne mentionne aucune espèce indigène appartenant à la famille des Araceae. 33 espèces de cette famille sont présentes à la Réunion et sont listées dans le tableau 2. La très grande majorité sont des espèces exotiques introduites cultivées ou naturalisées. Seules deux de ces espèces sont indigènes (*Lemna aequinoctialis*) ou supposées indigènes (*Typhonodorum lindleyanum*) à la Réunion. La première est une espèce extrêmement commune et pantropicale, la deuxième est très commune dans tous les milieux aquatiques d'eau douce de la région sud ouest de l'Océan Indien.

Tableau 2 : Différentes espèces de la famille des Araceae présentes à la Réunion (CBNM, 2006)

Acorus calamus L.
Aglaonema commutatum Schott
Aglaonema commutatum Schott var. *maculatum* (Hook. f.) Nicolson
Aglaonema commutatum Schott cv. Malay Beauty
Alocasia cucullata (Lour.) G. Don
Alocasia longiloba Miq.
Alocasia macrorrhizos (L.) G. Don
Alocasia macrorrhizos (L.) G. Don var. *macrorrhizos*
Alocasia macrorrhizos (L.) G. Don var. *variegata* (K. Koch et Bouché) Furtado
Alocasia portei (Schott) Becc. et Engl.
Amorphophallus paeoniifolius (Dennst.) Nicolson
Anthurium andraeanum Linden
Anthurium crystallinum Linden et André
Anthurium magnificum Linden
Anthurium nymphaeifolium K. Koch et Bouché
Anthurium pedatoradiatum Schott
Caladium bicolor (Dryand.) Vent.
Colocasia esculenta (L.) Schott
Dieffenbachia seguine (Jacq.) Schott
Dieffenbachia seguine (Jacq.) Schott cv. Rudolph Roehrs
Epipremnum pinnatum (L.) Engl.
Epipremnum pinnatum (L.) Engl. cv. *Aureum*
Homalomena rubescens (Roxb.) Kunth
Lemna aequinoctialis Welw.

Monstera deliciosa Liebm.
Philodendron bipinnatifidum Schott
Philodendron erubescens K. Koch et Augustin
Philodendron hederaceum (Jacq.) Schott
Philodendron lacerum (Jacq.) Schott
Pistia stratiotes L.
Spathiphyllum blandum Schott
Syngonium auritum (L.) Schott
Syngonium podophyllum Schott
Typhonium blumei Nicolson et Sivad.
Typhonodorum lindleyanum Schott
Xanthosoma lindenii (André) Engl.
Xanthosoma sagittifolium (L.) Schott
Zantedeschia aethiopica (L.) Spreng.

Au cours des études de spécificité réalisées dans différents pays (Argentine, USA), 89 espèces végétales appartenant à 68 genres et 38 familles botaniques ont été testées. Cette liste comprend des espèces taxonomiquement proches de *P. stratiotes* ou éloignées mais d'importance économique. Cette liste est présentée en Annexe 4.

Quelques espèces de genres ou de familles proches, *Lemna*, *Spirodela*, *Limnobium*, *Azolla*, *Salvinia* présentent une consommation et une possibilité de ponte. En dehors de *Lemna*, dont une espèce est présente à la Réunion, mais c'est une espèce extrêmement répandue dans le monde, et de *Salvinia molesta* plante exotique à caractère envahissant, les autres genres ne sont pas présents à la Réunion. La grande majorité des cultures présentes à la Réunion ont été testées et aucune alimentation ni ponte n'est possible sur ces espèces. Au vu de la bibliographie, cet insecte ne présente aucun risque environnemental pour la Réunion.

Pays où l'agent a déjà été lâché

La première introduction a eu lieu en Australie avec un lâcher dans la nature en mars 1982. Vingt mois après, sur les trois sites de lâcher, les infestations de *P. stratiotes* avaient régressé respectivement de 100 %, 93 % et 82 %.

En décembre 1985, l'insecte est introduit en Afrique du Sud sur la base des tests de spécificités réalisés en Argentine et en Australie. En octobre 1986, la plante envahissante est considérée comme contrôlée.

En juin 1985 l'agent est introduit en Papouasie - Nouvelle Guinée, sur des lacs où la laitue recouvre la totalité de la surface, deux ans après il ne reste que des pieds isolés.

1987 Sud de la Floride, rapidement installé sur tous les sites de lâcher, population en croissance et dès 1989 l'impact est nettement visible. Dans les régions subtropicales à hiver marqué (minima < 15°C), le froid réduit les populations de *N. affinis* permettant ainsi à la plante de se développer sans forte régulation une partie de l'année. Dans les zones tropicales à climat favorable, le niveau de contrôle de 100% est atteint en 1 à 2 ans.

5 Origine et conditions d'importation

Les *Neochetina* spp. et le *Neohydronomus affinis* seront importés depuis l'Afrique du Sud.

Les *Neochetina* spp. sont produits en masse en élevage contrôlé au ARC-PPRI (Plant protection Institute), Weeds Research Division, Queenswood, South Africa.

Les *Neohydronomus affinis* seront collectés par l'ARC-PPRI, sur les sites où ils ont été lâchés.

Les trois espèces seront conditionnées séparément au ARC-PPRI et envoyées par courrier express à la Réunion au Pôle de Protection des Plantes.

Les envois concerneront des adultes en parfait état sanitaire, conditionnés dans des boîtes plastiques hermétiques en présence de quelques feuilles de leur plante hôte pour pouvoir s'alimenter durant le transport.

Les envois seront accompagnés d'une LOA délivrée préalablement par le SPV de la Réunion.

Les colis seront réceptionnés à la Réunion, au Pôle de protection des plantes (3P), contrôlés par le SPV et placés en quarantaine NS3 du 3P pour ouverture et mise en élevage en laboratoire de quarantaine.

Les morceaux de plante hôte ayant servi à la survie des insectes durant de transport seront immédiatement détruits par autoclave.

Les adultes seront transférés dans des cages par lots de 20, en NS3 à 25°C et 12 h de lux, sur des plantes hôtes (jacinthe et laitue) cultivées à cet effet au pôle de Protection des Plantes, et originaire des étangs de la Réunion. Tous les jours, les adultes seront décomptés, vérifiés au niveau sanitaire et transférés sur de nouvelles plantes. Toute mortalité pour laquelle un pathogène ou un parasitoïde peut être suspecté se traduira par la destruction du lot par autoclavage.

Les plantes ayant reçu des pontes seront transférées dans des bacs de culture en extérieur pour le suivi du développement des larves et des nouvelles générations d'adultes.

Les adultes importés seront conservés en NS3 jusqu'à arrêt de la ponte ou mort naturelle. Quelques individus seront conservés dans la collection entomologique de référence du Pôle de Protection des Plantes en cas de nécessité d'analyse ultérieure, les autres seront détruits par autoclavage.

Trois envois seront réalisés à 2 mois d'intervalle en fonction du degré de réussite des premiers élevages.

6 Conditions d'élevage au Pôle de Protection des Plantes

Chaque espèce sera élevée séparément sur sa plante hôte, cultivée dans des fûts de 200 L (10 fûts par espèce) sur une plateforme extérieure du 3P, à l'abri de tout traitement insecticide potentiel. Le succès de l'élevage de masse dépend de la qualité nutritive des plantes. Aussi l'eau sera mensuellement fertilisée avec un fertilisant complet (NPK) soluble.

L'eau de culture sera régulièrement traitée au *Bacillus thuringiensis* (Vectobat) pour éviter tout développement de moustiques.

7 Suivi du cycle biologique des insectes en milieu contrôlé

Lors de l'élevage, différents paramètres biologiques feront l'objet d'un suivi régulier afin de comparer le développement des insectes dans les conditions climatiques de la Réunion (basse altitude) et les références bibliographiques. Ces paramètres sont :

- Durée des différents stades de développement
- Durée du cycle complet
- Fécondité des femelles
- Dynamique d'accroissement de la population sur plusieurs générations (2 à 3)

Ces études seront réalisées sur des lots de 20 insectes nouvellement éclos (10 mâles / 10 femelles) placés sur leurs plantes hôtes dans des fûts de culture protégés par une fine moustiquaire pour éviter tout échange avec d'autres lots.

Toutes les 48 h, les pontes seront dénombrées, puis les larves les nymphes et les nouveaux adultes.

8 Lâcher en milieu naturel

Une fois 2 à 3 générations réalisées en conditions contrôlées, avec accroissement régulier de la population, les premiers lâchers en milieu réel seront réalisés.

Deux sites majeurs de lâcher seront privilégiés et feront l'objet d'un suivi régulier :

- Etang du Gol
- Etang de Saint-Paul

Les lâchers seront réalisés avec des adultes.

La collecte des adultes dans les fûts d'élevage doit être réalisée régulièrement.

Afin de ne pas stresser les insectes ou de ne pas les endommager, les plantes hôtes sont immergées sous la surface de l'eau avec un tamis à maille très large de façon à ce que les adultes surnagent. Ils sont alors récoltés avec une passoire et conditionnés dans une boîte aérée avec quelques feuilles de la plante hôte.

Les adultes sont relâchés par groupes de 250 à 1000 insectes par point de lâcher en fonction du nombre d'insectes disponibles.

Sur un même site, différents points de lâcher seront sélectionnés et géoréférencés :

- 10 points à l'Etang du Gol
- 15 à 20 points à l'Etang de Saint Paul

Les points de lâchers seront sélectionnés hors de zones soumises à des traitements herbicides ou collectes mécaniques ou perturbations diverses (pêche, bétail...).

Les lâchers seront répartis dans le temps en fonction des points de lâcher et de la disponibilité en adultes nouvellement éclos en élevage contrôlé.

9 Suivi de la dynamique plante / insecte

Chaque point de lâcher fera l'objet d'un suivi dans le temps portant sur :

- Evolution de l'abondance de la plante envahissante (% de recouvrement)
- Taille moyenne des plantes
- Nombre de feuille moyen par plante
- Surface foliaire moyenne par plante
- Evolution des symptômes d'attaque (traces d'alimentation des adultes)
- Distance des traces de présence des adultes par rapport au point de lâcher (par observation de transects dans 4 directions autour du point de lâcher).

Les observations de suivi seront réalisée sur un rythme hebdomadaire pendant les 3 premiers mois après lâcher, puis bi-hebdomadaire, jusqu'à la fin de la première année, puis mensuel jusqu'à la fin de la troisième année.

10 Evaluation de l'efficacité des agents pour la régulation de la jacinthe et de la laitue

Le suivi régulier des populations d'insectes (agents de lutte biologique) sur l'ensemble de l'année, et de l'évolution de la densité de plantes aquatiques envahissantes (jacinthe et laitue) permettra d'évaluer :

- la qualité de l'établissement des populations des trois insectes sur les deux sites majeurs choisis
- le degré de dispersion naturelle des insectes
- la vitesse d'installation de l'insecte sur l'ensemble de chaque site
- la progression et la qualité de l'effet régulateur des insectes sur les plantes
- le niveau de contrôle obtenu au bout de 3 ans
- les fluctuations éventuelles du niveau de contrôle au cours des saisons

11 Calendrier du programme

Action	Calendrier en trimestres											
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
Envois lots initiaux d'Afrique du Sud												
Réception et ponte en NS3												
Elevage en extérieur contrôlé												
Suivi du cycle biologique												
Lâchers												
Suivi de la dynamique d'installation												
Suivi de la dynamique plante/insecte												
Evaluation												

12 Budget du programme

Objet	Détail	Année 1	Année 2	Année 3	Budget demandé
Moyens humains					
VCAT 50%		10 000.00 €	10 000.00 €	10 000.00 €	30 000.00 €
Investissement					
Canoe		3 000.00 €			3 000.00 €
Fonctionnement					
Achat insectes	3 esp.x100indiv. x0,7€x3 envois	630.00 €			630.00 €
frais d'accueil 3P (bureau,labo, NS2, NS3)		3 500.00 €	3 500.00 €	3 500.00 €	10 500.00 €
fonctionnement de base		3 000.00 €	3 000.00 €	3 000.00 €	9 000.00 €
véhicule/déplacements		1 500.00 €	1 500.00 €	1 500.00 €	4 500.00 €
Mission d'appui					
avion			1 400.00 €		1 400.00 €
frais d'expertise	10j x 480€		4 800.00 €		4 800.00 €
Total		21 630.00 €	24 200.00 €	18 000.00 €	63 830.00 €
Frais de gestion 8%		1 730.40 €	1 936.00 €	1 440.00 €	5 106.40 €
TVA 8.5%		1 985.63 €	2 221.56 €	1 652.40 €	5 859.59 €
Total projet		25 346.03 €	28 357.56 €	21 092.40 €	74 795.99 €

Total demandé : Soixante quatorze mille sept cent quatre vingt quinze euros et quatre vingt dix neuf cts.

Références bibliographiques

- Aguilar J.A., Camarena O.M., Center T.D., Bojárquez G.n. 2003.** Biological control of waterhyacinth in Sinaloa Mexico with the weevils *< i>Neochetina eichhorniae</i>* and *< i>N. bruchi</i>*. *BioControl* 48 (5): 595-608.
- Ajuonu O., Neuenschwander P. 2003.** Release, establishment, spread and impact of the weevil *Neohydronomus affinis* (Coleoptera : Curculionidae) on water lettuce (*Pistia stratiotes*) in Benin, West Africa. *African Entomology* 11 (2): 205-211.
- Bashir M.O., Abjar Z.E., Irving N.S. 1984.** Observations on the effect of the weevils *Neochetina eichhorniae* Warner and *Neochetina bruchi* Hustache on the growth of water hyacinth. *Hydrobiologia* 110 (1): 95-98.
- CBNM. 2006.** Index commenté de la flore vasculaire de la réunion (Trachéophytes) : Statuts, menaces et protections. CBNM, La Réunion, cédrom.
- Center T.D. 1982.** The water hyacinth weevils: *Neochetina eichhorniae* and *N. bruchi*. *Aquatics* 4 (8): 16-19.
- Center T.D. 1987.** Do waterhyacinth leaf age and ontogeny affect intr-plant dispersion of *Neochetina eichhorniae* (Coleoptera:Curculionidae) eggs and larvae? *Environmental Entomology* 16 (3): 699-707.
- Center T.D., Cofrancesco A.F., Balcuñas J.K. 1989.** Biological control of aquatic and wetland weeds in the Southeastern United States. VII Int. Symp. Biol. Contr. Weeds, Rome, Italy: 239-262.
- Center T.D. 1994.** Biological control of weeds: water hyacinth and water lettuce. In Rosen, D., Bennet, F. D., Capinera, J. L. [eds.], Pest management in the subtropics. Biological control - a Florida perspective, 482-521. Intercept Ltd, Hampshire, UK.
- Center T.D., Dray J., F. Allen, Jubinsky G.P., Leslie A.J. 1999.** Waterhyacinth Weevils (*Neochetina eichhorniae* and *N. bruchi*) Inhibit Waterhyacinth (*Eichhornia crassipes*) Colony Development. *Biological Control* 15 (1): 39-50.
- Center T.D., Van T.K., Dray F.A., Franks S.J., Rebelo M.T., Pratt P.D., Rayamajhi M.B. 2005.** Herbivory alters competitive interactions between two invasive aquatic plants. *Biological Control* 33: 173-185.
- Cilliers C.J. 1991.** Biological control of water lettuce, *Pistia stratiotes* (Araceae), in South Africa. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 37: 225-229.
- DeLoach C.J., Cordo H.A. 1976.** Life cycle and biology of *Neochetina bruchi* , a weevil attacking water hyacinth in Argentina, with notes on *N. eichhorniae*. *Annals of the Entomological Society of America* 69: 643-652.
- DeLoach C.J., DeLoach A.D., Cordo H.A. 1976.** *Neohydronomus pulchellus*, a weevil attacking *Pistia stratiotes* in South America: biology and host specificity. *Annals of the Entomological Society of America* 69 (5): 830-834.
- Dray F.A., Center T.D. 2003.** Waterlettuce - Biological control of invasive plants in the Eastern United States. <http://www.invasive.org/eastern/biocontrol/5Waterlettuce.html>
- FAO. 1996.** Code of conduct for the import and release of exotic biological control agents. FAO, Rome, Italy.
- Grodowitz M.J., Center T.D., Freedman J.E. 1997.** A Physiological Age-Grading System for *Neochetina eichhorniae* (Warner) (Coleoptera: Curculionidae), a Biological Control Agent of Water Hyacinth, *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms. *Biological Control* 9 (2): 89-105.
- Gutiérrez E., Huerto R., Saldana P., Arreguin F. 1996.** Strategies for waterhyacinth (*Eichhornia crassipes*) control in Mexico. *Hydrobiologia* 340 (1 - 3): 181-185.

- Habeck D.H., Thompson C.R. 1997.** Waterlettuce caterpillar, *Namangana pectinicornis* Hampson, for biological control of waterlettuce, *Pistia stratiotes* L., USA.
- Harley K.L.S., Kassulke R.C., Sands D.P.A., Day M.D. 1990.** Biological control of waterlettuce, *Pistia stratiotes* (Araceae) by *Neohydronomus affinis* (Coleoptera, Curculionidae). *Entomophaga* 35 (3): 363-374.
- Holm L.G., Plucknett D., L., Pancho J.V., Herberger J.P. 1977.** The World's Worst Weeds. University Press of Hawaii, Honolulu, Hawaii, 609.
- Howard G.W., Matindi S.W. 2003.** Alien invasive species in Africa's wetlands - Some threats and solutions. UICN Eastern Africa Regional Programme, Nairobi, Kenya, 15.
- Julien M.H., Griffiths M.W., Wright A.D. 1999.** Biological control of water hyacinth. ACIAR, Canberra, Australia, 87.
- Julien M.H., Orapa W. 1999.** Successful biological control of Water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) in Papua New Guinea by the weevils *Neochetina bruchi* and *Neochetina eichhorniae* (Coleoptera: Curculionidae). X International Symposium on Biological Control of Weeds, Bozeman, Montana, USA: 138-139.
- Martinez Jimenez M., Gutierrez Lopez E., Huerto Delgadillo R., Ruiz Franco E. 2001.** Importation, Rearing, Release and Establishment of *Neochetina burchi* (Coleoptera Curculionidae) for the Biological Control of Waterhyacinth in Mexico. *J. Aquat. Plant Manage.* 39: 140-143.
- Mbati G., Neuenschwander P. 2005.** Biological control of three floating water weeds, *Eichhornia crassipes*, *Pistia stratiotes*, and *Salvinia molesta* in the Republic of Congo. *BioControl* 50: 635-645.
- Ochiel G.S., Njoka S.W., Mailu A.M., Gitonga W. 2001.** Establishment, Spread and Impact of *Neochetina* spp. on Water Hyacinth in Lake Victoria, Kenya. In Julien, M. H., Hill, M. P., Center, T. D., Jianqing, D. [eds.], Biological and Integrated Control of Water Hyacinth, *Eichhornia crassipes*, 89-95. ACIAR, Australia.
- OEPP. 2000.** Sécurité de la lutte biologique - PM 6/1-2: 3-4.
- Randall R.P. 2002.** A global compendium of weeds. Richardson, R.G. Richardson, F.J., Melbourne, Victoria, Australia, 905.
- Thompson C.R., Habeck D.H. 1989.** Host specificity and biology of the weevil *Neohydronomus affinis* (Coleoptera: Curculionidae) a biological control agent of *Pistia stratiotes*. *Entomophaga* 34 (3): 299-306.
- Thyagarajan G. 1983.** Proceedings of the international conference on water hyacinth. International conference on water hyacinth, Hyderabad, India: 858.

Annexe 1 : Liste des plantes ayant fait l'objet de tests de spécificité (Julien et al., 1999)

Famille	Espèce	<i>N. bruchi</i>	<i>N. eichhorniae</i>
Agavaceae	<i>Agave americana</i> L.	*	*
	<i>Agave sisalana</i> Perrine		*
	<i>Cordyline fruticosa</i> (L.) A.Chev.		*
	<i>Polyanthus tuberosa</i> L.	*	*
Alismataceae	<i>Limnocharis flava</i> Buch.	*	
	<i>Sagittaria graminea</i> Michx.	*	*
	<i>Sagittaria montevidensis</i> Cham. & Schltl.	*	*
	<i>Sagittaria trifolia</i> L.	*	*
Amaranthaceae	<i>Alternanthera philoxeroides</i> (Martius) Griseb.	*	
	<i>Amaranthus hybridus</i> L.	*	*
	<i>Amaranthus</i> sp.	*	
Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i> L.	*	*
Annonaceae	<i>Annona squamosa</i> L.	*	*
Apiaceae	<i>Coriandrum sativum</i> L.	*	
	<i>Hydrocotyle ranunculoides</i> L.f.	*	
	<i>Daucus carota</i> L.	*	*
Apocynaceae	<i>Nerium oleander</i> L.		*
Araceae	<i>Amorphophallus</i> sp.		
	<i>Amorphophalus campanulatus</i>	*	
	<i>Arum colocasia</i> L.	*	*
	<i>Anthurium</i> spp.	*	
	<i>Colocasia esculenta</i> (L.) Schott.	*	*
	<i>Colocasia</i> sp.	*	
	<i>Dieffenbachia</i> sp.	*	
	<i>Pistia stratiotes</i> L.	*	*
	<i>Syngonium</i> sp.	*	*
	<i>Zantedeschia aethiopica</i> (L.) Spreng.		*
Arecaceae	<i>Cocos nucifera</i> L.	*	*
Asteraceae	<i>Ambrosia artemissifolia</i> L.	*	*
	<i>Chrysanthemum indicum</i> L.	*	
	<i>Chrysanthemum morifolium</i>	*	*
	<i>Conyza canadensis</i> (L.) Cronq.	*	*
	<i>Gerbera jamesonii</i> L.	*	
	<i>Gynura crepidioides</i> Benth	*	
	<i>Helianthus annuus</i> L.	*	*
	<i>Lactuca sativa</i> L.	*	*
	<i>Pluchea indica</i> Less.	*	
	<i>Tithonia diversifolia</i> (Hemsley) A.Gray	*	
Azollaceae	<i>Azolla pinnata</i> R. Br.	*	*
Begoniaceae	<i>Begonia</i> sp.	*	*
Bombacaceae	<i>Durio zibethinus</i> Murray	*	
Brassicaceae	<i>Brassica campestris</i> L.	*	*
	<i>Brassica caulorapa</i> (DC.) Pasq.	*	*
	<i>Brassica chinensis</i> var. <i>parachinensis</i>	*	*
	<i>Brassica chinensis</i> L.	*	
	<i>Brassica juncea</i> (L.) Czernj. & Cosson	*	
	<i>Brassica nigra</i> (L.) S. Koch ex Koch	*	

	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>botrytis</i> (L.) Alef.	*	
	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i> (L.) Alef.	*	*
	<i>Brassica oleracea</i> L.	*	
	<i>Brassica pekinensis</i> Lour. Rupr.	*	*
	<i>Brassica rapa</i> var. <i>rapa</i> L.	*	*
	<i>Brassica</i> sp.	*	
	<i>Nasturtium</i> sp.	*	
	<i>Raphanus sativus</i> L.	*	*
	<i>Rorippa nasturtium-aquaticum</i> (L.)	*	*
Bromeliaceae	<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.	*	*
Buxaceae	<i>Buxus sinica</i>	*	*
Cannaceae	<i>Canna edulis</i> Ker Gawler	*	
	<i>Canna indica</i> L.	*	*
Caricaceae	<i>Carica papaya</i> L.	*	*
Ceratophyllaceae	<i>Ceratophyllum oryzetorum</i>	*	*
	<i>Atriplex nummularia</i> Lindley		*
	<i>Beta vulgaris</i> var. <i>folloisa</i>	*	*
Chenopodiaceae	<i>Beta vulgaris</i> var. <i>rapae</i>	*	*
	<i>Beta vulgaris</i> L.	*	*
	<i>Spinacia oleracea</i> L.	*	*
	<i>Commelina coelestis</i> Willdenow = <i>C. tuberosa</i>	*	*
	<i>Commelina nudiflora</i>	*	
	<i>Commelina virginica</i> L.	*	*
Commelinaceae	<i>Tradescantia crassifolia</i> Cavanilles	*	*
	<i>Tradescantia jlluminensis</i> Velloso	*	*
	<i>Tripogandra elongata</i> (G.EW. Mey) Woodson	*	*
	<i>Zebrina pendula</i> Schnizlein	*	*
	<i>Convolvulus arvensis</i> L.	*	*
Convolvulaceae	<i>Ipomea aquatica</i> Forsk.	*	
	<i>Ipomea batatas</i> (L.) Lam.	*	*
	<i>Citrullus lanatus</i> (Thunb.) Matsum. & Nakai.		*
	<i>Citrullus vulgaris</i> Schrad.	*	*
	<i>Cucumis melo</i> L.	*	
	<i>Cucumis sativus</i> L.	*	*
	<i>Cucurbita maxima</i> Duchesne ex Lam.	*	*
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita moschata</i> (Duchesne ex Lam.) Duchesne ex Poiret	*	
	<i>Cucurbita pepo</i> L. s.lat.	*	
	<i>Lagenaria leucantha</i> Rusby	*	
	<i>Momordica charantia</i> L.	*	
	<i>Sechium edule</i> (Jacq.) Sw.	*	
Cupressaceae	<i>Biota orientalis</i> L. = <i>Thuja orientalis</i>	*	*
	<i>Cyperus esculentus</i> L.	*	*
	<i>Cyperus papyrus</i> L.	*	*
	<i>Cyperus rotundus</i> L.	*	
Cyperaceae	<i>Eleocharis haumaniana</i> Barros	*	
	<i>Eleocharis macrostachya</i> Britton		*
	<i>Scirpus californicus</i> (C.A. Mey.) Steud.	*	*
	<i>Scirpus grossus</i> L. [giant bulrush]	*	
Euphorbiaceae	<i>Acalypha australis</i> L.	*	*
	<i>Codiaeum variegatum</i> (L) Adr. Juss.	*	*
	<i>Hevea brasiliensis</i> Muell. Arg.	*	
	<i>Manihot mulenta</i> Crantz = <i>M. utilissima</i>	*	*

	<i>Phyllanthus acidus</i> Skeels	*	
	<i>Ricinus communis</i> L.	*	*
	<i>Sauvagesia androgynus</i> L;	*	
Fabaceae	<i>Arachis hypogaea</i> L.	*	*
	<i>Dolichos lablab</i> L = <i>Lablab purpureus</i>	*	*
	<i>Glycine max</i> (L) Merr.	*	*
	<i>Medicago sativa</i> L.	*	*
	<i>Phaseolus aureus</i> Roxb. = <i>Vigna radiata</i>	*	
	<i>Phaseolus vulgaris</i> L.	*	*
	<i>Pisum sativum</i> L. s.lat.	*	*
	<i>Psophocarpus tetragonolobus</i> (L.) DC.	*	
	<i>Sesbania formosa</i> (F. Muell) N.Burb. = <i>S. grandiflora</i> (L) Poiret	*	
	<i>Trifolium subterraneum</i> L.	*	*
	<i>Vicia faba</i> var. <i>equina</i> Pers.	*	*
	<i>Vicia faba</i> L.	*	*
	<i>Vigna sesquipedalis</i> (L) Fruwirth	*	
	<i>Vigna sinensis</i> (L) Hassk.	*	*
Haemodoraceae	<i>Anigozanthos manglesii</i> D. Don	*	
Haloragaceae	<i>Myriophyllum aquaticum</i> (Vell. Conc) Verde.	*	*
Hydrocharitaceae	<i>Hydrilla</i> sp.	*	*
	<i>Ottelia ovalifolia</i> (R. Br.) L.C.Rich	*	
	<i>Vallisneria</i> sp.	*	*
Lamiaceae	<i>Coleus amboinicus</i>	*	
	<i>Mentha arvensis</i> L.	*	*
	<i>Mentha cordifolia</i> Opiz	*	
	<i>Ocimum sanctum</i> L.	*	
Lauraceae	<i>Persea americana</i> Miller	*	*
Lemnaceae	<i>Lemna</i> sp.	*	
	<i>Lemna trisulca</i> L.	*	
	<i>Spirodela intermedia</i> Koch	*	
Liliaceae	<i>Agapanthus africanus</i> Lam.	*	*
	<i>Allium ampeloprasum</i> L.	*	
	<i>Allium ascalonicum</i> L.	*	
	<i>Allium cepa</i> L.	*	*
	<i>Allium fistulosum</i> L.	*	*
	<i>Allium sativum</i> L.	*	
	<i>Allium tuberosum</i>	*	*
	<i>Amaryllis</i> sp.	*	*
	<i>Asparagus officinalis</i> L.	*	*
	<i>Bulbine bulbosa</i> (R.Br.) Haw.	*	
	<i>Burchardia umbellata</i> R.Br.[kmaids]	*	
	<i>Chlorophytum comosum</i> (Thunb.) Jacques	*	*
	<i>Crinum asiaticum</i> L.	*	
	<i>Crinum pedunculatum</i> R.Br.	*	
	<i>Dianella caerulea</i> Sims.	*	
	<i>Hymenocallis</i> sp.	*	*
	<i>Lilium</i> sp.	*	
Malvaceae	<i>Protasparagus plumosus</i> (Baker) Obern. = <i>Asparagus setaceus</i> (Hunth) Jessop	*	*
	<i>Abelmoschus esculentus</i> (L.) Moench = <i>Hibiscus esculentus</i>	*	*
	<i>Gossypium arboreum</i> L.	*	*

	<i>Gossypium barbadense</i> L.	*	*
	<i>Gossypium herbaceum</i> L.	*	*
	<i>Gossypium hirsutum</i> L.	*	*
	<i>Gossypium</i> sp.	*	
	<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.	*	
	<i>Hibiscus syriacus</i> L.	*	*
Marantaceae	<i>Maranta</i> sp.	*	
Marsileaceae	<i>Marsilea crenata</i> C.Presl.	*	
Menyanthaceae	<i>Nymphoides indica</i> (L.) Kuntze	*	
Mimosaceae	<i>Acacia polyriifolia</i> Cunn. ex G.Don	*	
	<i>Albizia lebbeck</i> (L.) Benth.	*	*
	<i>Mimosa pigra</i> L.	*	
	<i>Neptunia natans</i>	*	
	<i>Neptunia oleracea</i> Lour	*	
Moraceae	<i>Artocarpus heterophyllus</i> Lam. = <i>Manilkara apota</i>	*	*
	<i>Ficus carica</i> L.	*	*
	<i>Morus alba</i> L.	*	*
Musaceae	<i>Musa paradisiaca</i> L.	*	*
	<i>Musa spientum</i> L.	*	
	<i>Musa</i> sp.	*	*
Myrtaceae	<i>Eucalyptus saligna</i> Sm.	*	*
	<i>Eucalyptus tereticornis</i> Sm.	*	*
	<i>Eugenia</i> sp.	*	
	<i>Psidium guajava</i> L.	*	*
Nelumbonaceae	<i>Nelumbo lutea</i> (Willd.) Pers.		*
	<i>Nelumbo nucifera</i> Gaertner	*	*
	<i>Nelumbium nelumbo</i>	*	
Nymphaeaceae	<i>Nuohar advena</i> (Aiton) Aiton f.		*
	<i>Nymphaea lotus</i> L.	*	
	<i>Nymphaea</i> sp.	*	*
Oleaceae	<i>Jasminum nudiflorum</i> Lindl.	*	*
	<i>Jasminum sambac</i> Ait.	*	
Onagraceae	<i>Jussiaea repens</i> L. = <i>Ludwigia adscendens</i> (L.) Hara	*	
	<i>Ludwigia peploides</i> (Kunth) raven	*	*
Orchidaceae	<i>Dendrobium</i> sp.	*	
	<i>Vanilla fragrans</i> Andrews = <i>V. planifolia</i> Andr.	*	*
Palmae	<i>Areca catechu</i> L.	*	*
	<i>Elaeis guineensis</i> Jacq.	*	
Philydraceae	<i>Philydrum lanuginosum</i> Banks & Sol.	*	
Pinaceae	<i>Cedrus libani</i> A.Rich.	*	*
Piperaceae	<i>Peperomia</i> sp	*	*
	<i>Bambusa blumeana</i>	*	
Poaceae	<i>Bambusa</i> spp.	*	
	<i>Bambusa tulda</i> Roxb.	*	*
	<i>Brachiaria mutica</i> (Forsskal) Stapf	*	
	<i>Eleusine coracana</i> (L) Gaertn.	*	*
	<i>Eleusine indica</i> (L) Gaertn.	*	*
	<i>Oryza sativa</i> L.	*	*
	<i>Saccharum officinarum</i> L.	*	*
	<i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench = <i>S. vulgare</i> (Pers.)	*	*
	<i>Triticum aestivum</i> L. = <i>T. vulgare</i>	*	*
	<i>Zea mays</i> L.	*	*

Polygonaceae	<i>Polygonum acuminatum</i> H.B.K.	*	*
	<i>Polygonum lapathifolium</i> L.	*	*
	<i>Polygonum</i> sp.	*	
	<i>Rumex brownii</i> Campdera		*
Pontederiaceae	<i>Eichhornia azurea</i> (Sw.) Kunth	*	*
	<i>Monochoria cyanea</i> (E.Mueller) E.Mueller	*	*
	<i>Monochoria hastata</i> (L) Solms-Laub.	*	
	<i>Monochoria korsakowii</i>	*	*
	<i>Monochoria vaginalis</i> (Burman f.) C.Presl ex Kunth	*	*
	<i>Pontederia cordata</i> L.		*
	<i>Pontederia lanceolata</i> Nutt	*	
	<i>Reussia rotundifolia</i> (L.f.) Castellanos	*	
Potamogetonaceae	<i>Potamogeton crispus</i> L.	*	
Punicaceae	<i>Punica granatum</i> L.	*	*
Rhamnaceae	<i>Ziziphus mauritiana</i> Lamk.	*	
Rosaceae	<i>Fragaria X ananassa</i> Duchesne	*	*
	<i>Malus domestica</i> Borkh. = <i>Pyrus malus</i>	*	*
	<i>Malus pumila</i> Mill	*	*
	<i>Prunus armeniaca</i> L.	*	*
	<i>Prunus persica</i> (L.) Batsch	*	*
	<i>Prunus</i> sp.	*	
	Vietnam (9)	*	*
	<i>Rosa alba</i> (L.)	*	*
Rubiaceae	<i>Rosa chinensis</i> Jacq.	*	*
	<i>Coffea arabica</i> L.	*	*
	<i>Coffea liberica</i>	*	
	Malaysia (5)	*	*
	<i>Coffea robusta</i> Linden = <i>C. canephora</i>	*	*
	<i>Coffea</i> sp.	*	
	<i>Ixora</i> sp.	*	
	<i>Morinda citrifolia</i> L.	*	
Rutaceae	<i>Citrus aurantifolia</i> (Christm.) Swingle	*	
	<i>Citrus grandis</i> Hassk.	*	
	<i>Citrus limon</i> (L.) Burm.f.	*	*
	<i>Citrus medica</i> L.	*	*
	<i>Citrus microcarpa</i> Bunge	*	
	<i>Citrus paradisi</i> Macfad.	*	*
	<i>Citrus reticulata</i> Blanco		*
	<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck		*
	<i>Citrus</i> spp.	*	
	<i>Murraya exotica</i> (L.) = <i>M. paniculata</i> L.Jack	*	*
Salviniaceae	<i>Salvinia molesta</i> o.s. Mitchell		*
	<i>Salvinia</i> sp.	*	
Sapindaceae	<i>Dimocarpus longan</i> Lour.	*	
	<i>Nephelium lappaceum</i> L.	*	
Sapotaceae	<i>Achras zapota</i> (L.) van Royen = <i>Manilkara apota</i>	*	*
	<i>Mimusops kauki</i>	*	
Solanaceae	<i>Capsicum annuum</i> var. <i>grossum</i> Sendtn.	*	
	<i>Capsicum annuum</i> L.	*	*
	<i>Carpocapsae minimum</i>	*	
	<i>Lycopersicon esculentum</i> Miller	*	*
	<i>Nicotiana tabacum</i> L.	*	*

	<i>Solanum melongena</i> L.	*	*
	<i>Solanum torvum</i> Sw.	*	
	<i>Solanum tuberosum</i> L.	*	*
	<i>Solanum xanthocarpum</i>	*	*
Sparganiaceae	<i>Sparganium americanum</i> Nutt.		*
Sterculiaceae	<i>Theobroma cacao</i> L.	*	
Taxodiaceae	<i>Metasequoia glyptostroboides</i>	*	*
Theaceae	<i>Thea sinensis</i> (L.) O.Kuntze = <i>Camelia sinensis</i>	*	*
Tiliaceae	<i>Corchorus capsula ris</i> L.	*	
	<i>Corchorus olitorius</i> L.	*	
Trapaceae	<i>Trapa bicornis</i> Osb.	*	
	<i>Trapa bispinosa</i> Roxb. = <i>T. natans</i> (L.)	*	*
Typhaceae	<i>Typha domingensis</i> Pers. = <i>T. angustifolia</i>	*	
	<i>Typha latifolia</i> L.	*	*
	<i>Typha orientalis</i> C.Presl.	*	*
Verbenaceae	<i>Tectona grandis</i> L.f.	*	*
Vitidaceae	<i>Vitis vinifera</i> L.	*	*
Xanthorrhoeaceae	<i>Lomandra longifolia</i> Labill	*	
Zingiberaceae	<i>Alpinia siamensis</i>	*	
	<i>Curcuma longa</i> (L.) possibly <i>C. domestica</i> Val.	*	*
	<i>Elettaria cardamomum</i> (L.) Maton	*	*
	<i>Zingiber officinale</i> Rose.	*	*

Annexe 2 : Tests de spécificité de *N. bruchi*

Espèces pour lesquelles des dommages ont été observés :

1. Ponte - Test choix multiple avec hôte; 2. Test choix multiple, hôte inconnu; 3. Ponte test sans choix; 4. Ponte conditions inconnues; 5. Consommation adulte/survie - test choix multiple avec hôte; 6. Consommation adulte/survie - test choix multiple hôte inconnu; 7. Consommation adultes/survie - Deux choix; 8. Consommation adultes/survie - test sans choix; 9. Consommation adultes/survie - Conditions inconnues; 10. Développement oeufs et larves.

Famille	Espèce	Type de test	Résultat
Alismataceae	<i>Sagittaria trifolia</i>	8	consomme et survie 29 j. en test sans choix, pas de consommation en choix multiple
Apiaceae	<i>Daucus carota</i>	8	0,1 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
	<i>Hydrocotyle ranunculoides</i>	3	moins de 0,5 œuf/j/femelle contre 3,5 sur jacinthe
Araceae	<i>Amorphophallus</i> sp.	8	légère alimentation, survie 31 j, pas d'alimentation en choix multiple
	<i>Colocasia esculenta</i>	8	légère alimentation, survie 43 j, pas d'alimentation en choix multiple
	<i>Pistia stratiotes</i>	3	moins de 0,5 œuf/j/femelle contre 3,5 sur jacinthe
		8	moins de 3 spots alimentaires/j/adulte contre 17 sur jacinthe
		8	alimentation et survie 78 j, pas d'alimentation en choix multiple
		10	survie de larve moins de 3 j
		9	65 spots alimentaires contre 300 sur jacinthe
		9	0,03 spots alimentaires/j/adulte contre 9,83 sur jacinthe
Asteraceae	<i>Lactuca sativa</i>	1	1 œuf pondu contre 749 sur jacinthe
		3	moins de 0,25 œufs/j/femelle contre 3 sur jacinthe
		5	0,031 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
		7	0,02 spot alimentaire/j/adulte contre 13,49 sur jacinthe
		8	0,85 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
		4	alimentation et survie 34 j, 2 œufs déposés, mort des larves après 2 j. Aucune alimentation en choix multiple
Begoniaceae	<i>Begonia</i> sp.	8	légère alimentation et survie 24 j, pas d'alimentation en choix multiple
Brassicaceae	<i>Brassica caulorapa</i>	8	alimentation et survie 36 j, pas d'alimentation en choix multiple

	<i>Brassica oleracea</i>	8	1 spot alimentaire contre 376 sur jacinthe, pas d'alimentation en choix multiple
		8	137 spots alimentaires contre 376 sur jacinthe
	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i>	1	3 œufs pondus contre 749 sur jacinthe
		3	moins de 0,25 œuf/j/femelle contre 3 sur jacinthe
		5	0,003 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
		7	0,01 spot alimentaire/j/adulte contre 13,49 sur jacinthe
		8	0,83 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
		9	0,01 spot alimentaire/j/adulte contre 9,83 sur jacinthe
	<i>Brassica pekinensis</i>	8	alimentation et survie 24 j, pas d'alimentation en choix multiple
		10	traces d'alimentation mais incapacité de finir le développement
	<i>Raphanus sativus</i>	8	légère alimentation et survie 50 j, mais pas d'alimentation en choix multiple
	<i>Rorippa nasturtium-aquaticum</i>	5	0,001 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
Bromeliaceae	<i>Ananas comosus</i>	1	1 œuf pondu contre 749 sur jacinthe
Cannaceae	<i>Canna indica</i> India	8	alimentation et survie 34 j, pas d'alimentation en choix multiple
Ceratophyllaceae	<i>Ceratophyllum oryzetorum</i>	10	traces d'alimentation mais incapacité de finir le développement
Commelinaceae	<i>Commelina coelestis</i>	3	moins de 0,25 œufs/j/femelle contre 3 sur jacinthe
		8	0,56 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
	<i>Commelina virginica</i>	5	0,001 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
		8	0,01 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
	<i>Tradescantia crassifolia</i>	1	2 œufs pondus contre 749 sur jacinthe
		3	moins de 0,25 œufs/j/femelle contre 3 sur jacinthe
		5	0,001 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
		7	0,04 spot alimentaire/j/adulte contre 13,49 sur jacinthe
	<i>Tradescantia fluminensis</i>	8	alimentation et survie 51 j, pas d'alimentation en choix multiple
		10	pas de survie de larve après 3 j
	<i>Tripogandra elongata</i>	1	1 œuf pondu contre 749 sur jacinthe
		3	moins de 0,25 œufs/j/femelle contre 3 sur jacinthe

		5	0,17 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
		8	9,21 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
Zebrina pendula		1	2 œufs pondus contre 749 sur jacinthe
		3	moins de 0,25 œufs/j/femelle contre 3 sur jacinthe
		5	0,011 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
		7	0,04 spot alimentaire/j/adulte contre 13,49 sur jacinthe
		8	0,92 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
		8	alimentation et survie 36 j, pas d'alimentation en choix multiple
		10	pas de survie de larve après 3 j
Cucurbitaceae	Cucumis sativus	3	Œufs pondus mais pas de survie des larves
		8	alimentation et survie 38 j, pas d'alimentation en choix multiple
		10	traces d'alimentation mais incapacité de finir le développement
Cyperaceae	Eleocharis haumaniana	8	0,09 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
Fabaceae	Dolichos lablab	8	légère alimentation et survie 18 j, pas d'alimentation en choix multiple
	Vigna sinensis	8	légère alimentation et survie 37 j, pas d'alimentation en choix multiple
Hydrocharitaceae	Hydrilla sp.	8	légère alimentation et survie 47 j, pas d'alimentation en choix multiple
	Vallisneria sp.	4	alimentation et survie 38 j, 3 œufs déposés, mort des larves après 2 j. Aucune alimentation en choix multiple
Lamiaceae	Mentha arvensis	8	légère alimentation et survie 39 j, pas d'alimentation en choix multiple
Lemnaceae	Lemna sp. (either L. gibba or L. parodiana)	3	moins de 0,5 œufs/j/femelle contre 3,5 sur jacinthe
		8	moins de 3 spots alimentaires/j/adulte contre 17 sur jacinthe
	Spirodela intermedia	3	1 œuf/j/femelle contre 3,5 sur jacinthe
		8	moins de 3 spots alimentaires/j/adulte contre 17 sur jacinthe
Liliaceae	Allium cepa	8	0,03 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
	Amaryllis sp.	4	alimentation et survie 40 j, 1 œuf pondu non éclos
	Asparagus officinalis	5	0,001 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
		8	0,12 spot alimentaire/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
Musaceae	Musa paradisiaca	8	alimentation et survie 56 j, pas d'alimentation en choix multiple
		10	pas de survie de larve après 3 j

		9	63 spots alimentaires contre 1838 sur jacinthe
	<i>Musa</i> sp.	9	53 spots alimentaires contre 300 sur jacinthe
Onagraceae	<i>Ludwigia peploides</i>	3	moins de 0,5 œufs/j/femelle contre 3,5 sur jacinthe
		8	moins de 3 spots alimentaires/j/adulte contre 17 sur jacinthe
		9	70 spots alimentaires contre 300 sur jacinthe
Orchidaceae	<i>Vanilla fragrans</i>	8	légère alimentation et survie 36 j, pas d'alimentation en choix multiple
Philydraceae	<i>Philydrum lanuginosum</i>	7	1,3 spots alimentaires contre 830 sur jacinthe
Poaceae	<i>Saccharum officinarum</i>	1	2 œufs pondus contre 749 sur jacinthe
Pontederiaceae	<i>Eichhornia azurea</i>	1	14 œufs pondus contre 749 sur jacinthe
		3	moins de 0,25 œufs/j/femelle contre 3,5 sur jacinthe
		5	0,125 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe
		7	7,36 spots alimentaires/j/adulte contre 13,49 sur jacinthe
		8	4,86 spots alimentaires/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
		10	2 larves obtenues contre 9 mymphe sur jacinthe
		10	3 tunnels de larves contre 12 larves et 15 nymphes sur jacinthe
	<i>Monochoria cyanea</i>	3	œufs pondus, 2 larves obtenues 0 adultes contre 69 larves obtenues dont 30 transférées sur nouveaux pieds donnant 23 adultes
		7	1,7spots alimentaires/j/adulte contre 910 sur jacinthe
		8	45 spots alimentaires/j/adulte contre 234 sur jacinthe
	<i>Monochoria hastata</i>	9	84 spots alimentaires/j/adulte contre 300 sur jacinthe
	<i>Monochoria vaginalis</i>	3	œufs pondus, 12 larves obtenues 1 adultes contre 51 larves obtenues dont 30 transférées sur nouveaux pieds donnant 20 adultes
		7	20 spots alimentaires/j/adulte contre 768 sur jacinthe, 1 œuf pondu
		8	54,7 spots alimentaires/j/adulte contre 147 sur jacinthe
		9	alimentation pas pas de développement complet
	<i>Pontederia lanceolata</i>	3	moins de 0,25 œufs/j/femelle contre 3 sur jacinthe
		5	0,01spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe

		7	2,55 spots alimentaires/j/adulte contre 13,49 sur jacinthe
		8	3,48 spots alimentaires/j/adulte contre 7,58 sur jacinthe
		9	œufs déposés, 1 tunnel larvaire contre 9 nymphes sur jacinthe
<i>Reussia rotundifolia</i>		3	0,2 œuf/j/femelle contre 2,75 sur jacinthe
		8	5,91 spots alimentaires/j/adulte contre 9,8 sur jacinthe
		10	2 nymphes sur 32 œufs déposés contre 16 nymphes sur 16 œufs sur jacinthe
Salviniaceae	<i>Salvinia</i> sp.	9	10 spots alimentaires/j/adulte contre 300 sur jacinthe
Trapaceae	<i>Trapa bispinosa</i>	4	alimentation et survie 42 j, 5 œufs déposés, mort des larves après 3 j. Aucune alimentation en choix multiple
		10	dépôt 25 larves, aucune survie après 4 j
Typhaceae	<i>Typha latifolia</i>	5	0,001 spot alimentaire/j/adulte contre 4,01 sur jacinthe

Annexe 3 : Tests de spécificité de *N. eichhorniae*

Espèces pour lesquelles des dommages ont été observés :

1. Ponte - Test choix multiple avec hôte; 2. Test choix multiple, hôte inconnu; 3. Ponte test sans choix; 4. Ponte conditions inconnues; 5. Consommation adulte/survie - test choix multiple avec hôte; 6. Consommation adulte/survie - test choix multiple hôte inconnu; 7. Consommation adultes/survie - Deux choix; 8. Consommation adultes/survie - test sans choix; 9. Consommation adultes/survie - Conditions inconnues; 10. Développement oeufs et larves

Famille	Espèce	Type de test	Résultat
Alismataceae	<i>Sagittaria trifolia</i> China	8	alimentation et survie 29 j. pas de consommation en choix multiple
Araceae	<i>Amorphophallus</i> sp.	8	légère alimentation et survie 34 j. pas de consommation en choix multiple
	<i>Pistia stratiotes</i>	8	alimentation et survie 75 j. pas de consommation en choix multiple
		10	survie de larve moins de 3 j
		9	0,03 spot alimentaire/j/adulte contre 9,83 sur jacinthe
Begoniaceae	<i>Begonia</i> sp. India	8	légère alimentation et survie 33 j. pas de consommation en choix multiple
Brassicaceae	<i>Brassica caulorapa</i>	8	alimentation et survie 36 j. pas de consommation en choix multiple
	<i>Brassica oleracea</i>	8	légère alimentation et survie 43 j. pas de consommation en choix multiple
	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i>	9	0,01 spot alimentaire/j/adulte contre 9,83 sur jacinthe
	<i>Brassica pekinensis</i>	8	légère alimentation mais pas de développement complet
		10	alimentation et survie 24 j. pas de consommation en choix multiple
	<i>Raphanus sativus</i>	8	légère alimentation et survie 23 j. pas de consommation en choix multiple
Cannaceae	<i>Canna indica</i>	8	alimentation et survie 27 j. pas de consommation en choix multiple
		10	survie de larve moins de 3 j
Ceratophyllaceae	<i>Ceratophyllum oryzetorum</i>	10	légère alimentation mais pas de développement complet
Commelinaceae	<i>Tradescantia fluminensis</i>	8	alimentation et survie 25 j, œufs pondus. pas de consommation en choix multiple
	<i>Zebrina pendula</i>	8	alimentation et survie 33 j. pas de consommation en choix multiple
		10	survie de larve moins de 3 j
Cucurbitaceae	<i>Cucumis sativus</i>	3	œufs pondus mais développement impossible
		8	alimentation et survie 38 j. pas de consommation en choix multiple
		10	légère alimentation mais pas de développement complet

Hydrocharitaceae	<i>Hydrilla</i> sp.	8	légère alimentation et survie 16 j. pas de consommation en choix multiple
	<i>Vallisneria</i> sp.	8	alimentation et survie 16 j, œufs pondus. pas de consommation en choix multiple
Liliaceae	<i>Amaryllis</i> sp.	8	alimentation et survie 32 j. pas de consommation en choix multiple
		10	survie de larve moins de 3 j
Musaceae	<i>Musa paradisiaca</i> India	8	alimentation et survie 28 j. pas de consommation en choix multiple
		10	survie de larve moins de 3 j
Orchidaceae	<i>Vanilla fragrans</i>	8	légère alimentation et survie 34 j. pas de consommation en choix multiple
Pontederiaceae	<i>Eichhornia azurea</i>	7	0,7 spot alimentaire/J/adulte contre 13,2 sur jacinthe
		3	œufs pondus, 1 larve mais 0 adulte contre 37 larves, dont 24 transférées donnant 15 adultes sur jacinthe
		5	8 spots alimentaires contre 1583 sur jacinthe
		8	33,7 spots alimentaires/plante contre 318 sur jacinthe
	<i>Monochoria cyanea</i>	3	œufs pondus, 1 larve mais 0 adulte contre 37 larves, dont 24 transférées donnant 15 adultes sur jacinthe
		5	1,3 spots alimentaires contre 1583 sur jacinthe
		8	111,7 spots alimentaires/plante contre 318 sur jacinthe
		5	alimentation et ponte mais développement impossible
	<i>Pontederia cordata</i>	7	10,1 spot alimentaire/J/adulte contre 13,2 sur jacinthe
		10	développement larvaire observé
		7	3,1 spot alimentaire/J/adulte contre 13,2 sur jacinthe
Sparganiaceae	<i>Sparganium americanum</i>	7	
Trapaceae	<i>Trapa bispinosa</i>	8	alimentation et survie 35 j, œufs pondus. pas de consommation en choix multiple

Annexe 4 : Tests de spécificité de *Neohydronomus affinis*

Famille	espèce	Alimentation adultes	Ponte
Alismataceae	<i>Sagittaria montevidensis</i> Cham & Schlecht.	-	-
Amaranthaceae	<i>Alternanthera phyloxerooides</i> (Mart.) Griseb.	-	-
Amaryllidaceae	<i>Agapanthus africanus</i> (L.) Hoffm.	-	-
	<i>Allium cepa</i> L.	-	-
Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i> L.	-	-
Apiaceae	<i>Cicuta mexicana</i> Coul & Rose	-	-
	<i>Daucus carota</i> L.	-	-
	<i>Hydrocotyle ranunculoides</i> L.	-	-
	<i>Hydrocotyle umbellata</i> L.	-	-
	<i>Aglaonema</i> sp.	-	-
Araceae	<i>Anthurium andraeanum</i> Linden	-	-
	<i>Arisaema dracontium</i> (L.) Schott	-	-
	<i>Caladium bicolor</i> (Ait.) Venten.	-	-
	<i>Dieffenbachia</i> sp.	-	-
	<i>Monstera deliciosa</i> Liebm.	-	-
	<i>Lemna minor</i> L.	++	++
	<i>Lemna</i> sp.	+	+
	<i>Orontium aquaticum</i> L.	+	-
	<i>Peltandra virginica</i> (L.) Schott & Endl.	-	-
	<i>Philodendron cordatum</i> (Vell.) Kunth	-	-
	<i>Pistia stratiotes</i>	++	++
	<i>Spatiphyllum</i> sp.	-	-
	<i>Spirodela intermedia</i> Koch	+	+
	<i>Spirodela punctata</i> (Meyer) Thomps.	++	++
	<i>Spirodela polyrhiza</i> (L.) Schleid.	++	++
	<i>Zantedeschia albo-maculata</i> (Hook.) Baill.	-	-
	<i>Zantedeschia aethiopica</i> (L.) Spreng.	-	-
Asteraceae	<i>Helianthus annuus</i> L.	-	-
	<i>Lactuca sativa</i> L.	-	-
	<i>Bidens mitis</i> (Michx.) sherff.	-	-
Azollaceae	<i>Azolla pinnata</i> R.Br.	-	-
Balsaminaceae	<i>Impatiens balsamina</i> L.	-	-
Brassicaceae	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i> L.	-	-
	<i>Nasturtium officinale</i> R.Br.	-	-
Bromeliaceae	<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.	-	-
Cannaceae	<i>Canna flaccida</i> Salisb.	-	-
Chenopodiaceae	<i>Beta vulgaris</i> L.	-	-
Commelinaceae	<i>Commelina coelestis</i> Willd.	-	-
	<i>Commelina virginica</i> L.	-	-
	<i>Tradescantia crassifolia</i> Cav.	-	-
	<i>Zebrina oendula</i> Schizl.	-	+
Convolvulaceae	<i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam.	-	-
Crassulaceae	<i>Crassula argentea</i> Thunb.	-	-
	<i>Kalanchoe tomentosa</i> Baker	-	-
Cucurbitaceae	<i>Cucurbita maxima</i> Duch.	-	-
Cyperaceae	<i>Scirpus californicus</i> (C.A.Mey) Steud.	-	-
Fabaceae	<i>Medicago sativa</i> L.	-	+

	<i>Trifolium subterraneum</i> L.	-	+
Haloragaceae	<i>Myriophyllum aquaticum</i> (Vell.) Verdc.	-	++
Hydrocharitaceae	<i>Limnobium spongia</i> (Bosc.) Steud.	++	+
	<i>Limnobium stoloniferum</i> (G.W.Meyer) Griseb.	+	+
Liliaceae	<i>Asparagus officinalis</i> L.	-	-
Malvaceae	<i>Gossypium hirsutum</i> L.	-	-
Marsileaceae	<i>Marsilea drumondii</i> A.Braun	-	-
Myrtaceae	<i>Eucalyptus muculata</i> Hook.	-	-
	<i>Eucalyptus tereticornis</i> Sm.	-	-
Nymphaeaceae	<i>Nymphaea gingantea</i> Hook.	-	-
Onagraceae	<i>Ludwigia peploides</i> (Kunth) Raven ssp. <i>montevidensis</i>	-	-
	<i>Ludwigia repens</i> Forst.	-	-
	<i>Ludwigia uruguayensis</i> (Camb.) Hara	-	-
Poaceae	<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.	-	-
	<i>Oryza sativa</i> L.	-	-
	<i>Saccharum officinarum</i> L.	-	-
	<i>Triticum aestivum</i> L.	-	-
	<i>Zea mais</i> L.	-	-
Polygonaceae	<i>Polygonum densiflorum</i> Meisn.	-	-
	<i>Polygonum lapathifolium</i> L.	-	-
	<i>Rumex brownii</i> Campd.	-	-
	<i>Rumex</i> sp.	-	-
Pontederiaceae	<i>Eichhornia azurea</i> (Swartz) Kunth.	-	-
	<i>Eichhornia crassipes</i> (Mart.) Solms	+	-
	<i>Pontederia cordata</i> L.	-	-
	<i>Pontederia lanceolata</i> Nutt.	+	-
	<i>Reussia rotundifolia</i> (L.f.) Castellanos	+	-
Potamogetonaceae	<i>Potamogeton nodosus</i> Poir.	-	-
	<i>Potamogeton tricarinatus</i> A.Benn.	-	-
Rosaceae	<i>Fragaria chiloensis</i> Duchesne	-	-
	<i>Fragaria x ananassa</i> Duch.	-	-
Rutaceae	<i>Citrus paradisi</i> Macfед.	-	-
	<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osb.	-	+
	<i>Citrus limon</i> (L.) Burm.f.	-	+
	<i>Citrus reticulata</i> Blanco	-	-
Salviniaceae	<i>Azolla caroliniana</i> Willd.	+	-
	<i>Salvinia minima</i> Baker	+	-
	<i>Salvinia molesta</i> D.S.Mitchell	-	-
Saururaceae	<i>Saururus cernuus</i> L.	-	-
Solanaceae	<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill.	-	-
Typhaceae	<i>Typha domingensis</i> Pers.	-	-
	<i>Typha latifolia</i> L.	-	-

légende : - pas d'alimentation ni de ponte, + faible alimentation ou ponte, ++ forte alimentation ou ponte